



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS  
DEL NOROESTE, S.C.

---

---

Programa de Estudios de Posgrado

EFFECTOS DE LA FRAGMENTACIÓN DEL DESIERTO  
EN LA ECOLOGÍA REPRODUCTIVA, CONDICIÓN  
FÍSICA Y PARÁSITOS DE UN DEPREDADOR TOPE,  
*Bubo virginianus* EN BAJA CALIFORNIA SUR

T E S I S

Que para obtener el grado de

Doctora en Ciencias

Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales  
(Orientación en Ecología )

P r e s e n t a

**RAQUEL BOLAÑOS GARCIA**

La Paz, Baja California Sur, septiembre de 2018

## ACTA DE LIBERACIÓN DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 9:00 horas del día 06 del Mes de septiembre del 2018, se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado y Formación de Recursos Humanos del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

**"Efectos de la fragmentación del desierto en la ecología reproductiva, condición física y parásitos de un depredador tope, *Bubo virginianus* en Baja California Sur"**

Presentada por el alumno:

**Raquel Bolaños García**

Aspirante al Grado de DOCTOR EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACIÓN DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACIÓN EN Ecología

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron su **APROBACIÓN DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

### LA COMISIÓN REVISORA

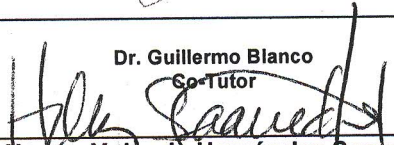
  
\_\_\_\_\_  
Dr. Ricardo Rodríguez-Estrella  
Director de Tesis

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Santiago Merino  
Co-Tutor

  
\_\_\_\_\_  
Dra. María del Carmen Guzmán  
Co-Tutor

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Adolfo Navarro Sigüenza  
Co-Tutor

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Guillermo Blanco  
Co-Tutor

  
\_\_\_\_\_  
Dra. Norma Yolanda Hernández Saavedra,  
Directora de Estudios de Posgrado y  
Formación de Recursos Humanos

## **Conformación de Comités**

### **Comité Tutorial**

Dr. Ricardo Rodríguez Estrella  
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S.C.  
Director de Tesis

Dr. Santiago Merino  
Museo Nacional de Ciencias Naturales (MNCN) y  
Consejo Superior de Investigaciones Científicas (CSIC), Madrid España  
Co-tutor

Dr. Adolfo Navarro Sigüenza  
Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM)  
Co-tutor

Dra. María del Carmen Guzmán Cornejo  
Universidad Nacional Autónoma de México (UNAM)  
Co-tutor

Dr. Guillermo Blanco  
Consejo Superior de Investigaciones Científicas (CSIC), Madrid España  
Co-tutor

### **Comité Revisor de Tesis**

Dr. Ricardo Rodríguez Estrella  
Dr. Santiago Merino  
Dr. Adolfo Navarro Sigüenza  
Dra. María del Carmen Guzmán Cornejo  
Dr. Guillermo Blanco

### **Jurado De Examen de Grado**

Dr. Ricardo Rodríguez Estrella  
Dr. Santiago Merino  
Dr. Adolfo Navarro Sigüenza  
Dra. María del Carmen Guzmán Cornejo  
Dr. Guillermo Blanco

### **Suplentes**

Dr. Ricardo Vázquez Juárez  
Dr. Pedro Peña Garcillan

## Resumen

Los hábitats naturales están siendo modificados por el hombre y convertidos en áreas para diversos usos a un ritmo acelerado con fuertes y complejos efectos sobre la vida silvestre. Entre estos cambios se encuentran los cambios en el uso de la tierra, lo que puede provocar la fragmentación del hábitat. La fragmentación del hábitat origina una disminución en la disponibilidad de recursos como alimento y estructuras para la reproducción de las especies, asimismo, produce cambios importantes en los ecosistemas, tales como el aumento en los niveles de parasitismo bajo condiciones de deterioro del hábitat que, en consecuencia, pueden tener efectos en las estrategias de vida de sus hospederos y en su condición física. La fragmentación puede modificar la abundancia y distribución de depredadores tope, como algunas especies de aves rapaces, que son importantes en las redes tróficas por su papel en la estabilización poblacional de sus presas. En este proyecto usamos al Búho Cornudo (*Bubo virginianus*) como modelo para explorar los efectos que la fragmentación del hábitat puede ejercer en la ecología reproductiva, condición física y prevalencia de parásitos de un depredador tope en un ecosistema desértico. Es importante entender estos efectos debido a que es una especie para la que recientemente se ha reportado una disminución de sus poblaciones, incluso con extinciones locales en su distribución en el norte del Continente americano. Este búho es una especie poco estudiada en México, sobre todo en ambientes áridos. Durante los años 2014, 2015 y 2017 se monitorearon parejas reproductivas en el Valle Santo Domingo, Baja California Sur, tanto en la vegetación continua o área natural (AN) como en el área fragmentada (AF), evaluando los parámetros mencionados. Los polluelos casi volantones de 40 días de edad fueron tomados del nido para realizar la colecta de datos y muestras (medidas morfométricas, ectoparásitos y sangre) regresándolos posteriormente al nido. Registramos que la temporada reproductiva de *B. virginianus* inicio en diciembre y finalizó en mayo. Se monitorearon 261 nidos en total, el mayor número fue para AF. Un total de 79 nidos fueron activos para el Búho Cornudo. La estructura de anidación principal fue el cardón (*Pachycereus pringlei*) en ambas áreas. La densidad de nidos activos fue de 0.01 parejas/km<sup>2</sup> en el AN y de 0.04 parejas/km<sup>2</sup> en AF, lo que indica que las parejas reproductivas son 4 veces más densas en el AF que en el AN. La reproducción ocurrió más temprano en AF que en AN, lo que parece haber favorecido el éxito de aquellas parejas con puesta más temprana (diciembre-enero) que aquellas que ocurren entre febrero y marzo ( $G = 5.4$ ,  $df: 2$ ,  $P = 0.004$ ). Un total de 179 huevos fueron puestos, siendo el tamaño de puesta mayor en AF ( $t_{59} = -4.2$ ,  $P < 0.001$ ), e igual con respecto a los pollos (136) que logran llegar a los 20 días de edad ( $t_{48} = -4.4$ ,  $P < 0.001$ ) y en volantones (112) que logran salir del nido ( $t_{56} = -4.5$ ,  $P < 0.001$ ). El 31.6% de nidos fue exitoso en AN, ya que varios fueron depredados o abandonados en etapa de incubación y en la primer semana posterior a la eclosión. Para el AF, el 68.3% fueron exitosos. La principal causa de fracaso de nidos fue el abandono durante la incubación y la depredación de huevos por *Caracara cheriway*. En el caso de polluelos y volantones fue la depredación por el Lince (*Lynx rufus*) y muerte por colisión con vehículos. La proporción sexual de los pollos en el nido fue de Machos:Hembras = 1.5:0.6, habiéndose producido más machos que hembras. Respecto a la condición física, los parámetros de química sanguínea que difirieron entre años fueron la

glucosa ( $t_{29} = -2.2$ ,  $P = 0.03$ ), magnesio ( $t_{29} = -3.2$ ,  $P = 0.003$ ), ácido úrico ( $t_{29} = 4.3$ ,  $P = 0.0001$ ), fósforo ( $t_{26} = 3.06$ ,  $P = 0.004$ ) y fosfatasa alcalina ( $t_{26} = -2.83$ ,  $P = 0.008$ ). No hubo diferencias de los parámetros entre sexos, excepto para la fosfatasa alcalina ( $t_{26} = -2.4$ ,  $P = 0.01$ ); así mismo para el año 2017 las hembras presentaron mayor concentración de proteína total que los machos ( $z = 2.37$ ,  $P = 0.02$ ). En AF el mayor índice de masa escalado IME tuvo una correlación significativa con la longitud de pico completo, el tarso, el culmen y el largo total, pero la relación más significativa fue con la longitud de pico; a la vez, éstos valores del IME se correlacionaron con la concentración de urea ( $r = -0.383$ ,  $P = 0.043$ ). Entre años, hubo una relación negativa con los triglicéridos en 2015 ( $r = -0.45$ ,  $P = 0.04$ ), y una positiva con el ácido úrico en 2017 ( $r = 0.70$ ,  $P = 0.01$ ). También hubo diferencias anuales en las fracciones proteicas de albúmina ( $Z = -2.27$ ,  $P = 0.02$ ),  $\beta$ -1 ( $Z = -2.43$ ,  $P = 0.01$ ) y la  $\alpha$ -2 ( $Z = 3.7$ ,  $P < 0.01$ ). Al comparar entre sexos, hubo diferencias en  $\alpha$ -1,  $\beta$ -1 y A/G, siendo mayores en polluelos hembra; los machos registraron mayor concentración de gama-globulinas. Se registró una infestación de ectoparásitos con una prevalencia del 61% ( $n = 22$ ). Se colectaron 81 ectoparásitos de 36 polluelos de 15 nidos, fueron de ocho especies, seis de las cuales fueron parásitos hematófagos; Diptera (*Icosta americana*); Hemiptera (Cimicidae gen. sp.); Phthiraptera (*Neohaematopinus sciurinus*, *Colpocephalum pectinatum*); Siphonaptera (*Orchopea* sp.), y Mesostigmata (*Ornihtonyssus sylviarum*). Se registro también una especie de piojo *Geomydoecus telli* y una de ácaro de plumas *Glaucalges* cf. *Attenuatus*. *Colpocephalum pectinatum* es primer registro para el Búho Cornudo como hospedero. En cuanto a parásitos sanguíneos se detectó un nivel de infección inicial por el hemosporidio *Plasmodium*, seis casos de infección (17.6%) con presencia de tres secuencias alélicas, una de ellas como *Plasmodium elongatum*. Esta última es primer reporte en *B. virginianus*. De acuerdo al análisis de autocorrelación espacial, la abundancia de parásitos en un nido del búho fue independiente de su abundancia en otros nidos cercanos así como de la distancia a otros nidos ( $I \text{ Moran}_{\text{ect}} = 0.01$ ;  $z = 0.16$ ,  $P > 0.05$ ;  $I \text{ Moran}_{\text{hemo}} = 0.13$ ;  $z = 1.53$ ,  $P > 0.05$ ). Las alteraciones celulares observadas en algunos polluelos están relacionadas con problemas de salud como anemia y la presencia del parásito sanguíneo. Con estos resultados, podemos concluir que la flexibilidad que tiene el Búho Cornudo para reproducirse en un ambiente alterado favorece el incremento de su productividad, aparentemente porque el paisaje con parches de vegetación natural inmersos en una matriz de tierras agrícolas dentro del desierto, le proporciona sitios con buena disponibilidad de presas y áreas abiertas para la caza, lo que se incrementa la sobrevivencia de los polluelos. Sin embargo, las condiciones de salud en los polluelos que dejan el nido se ven reducidas, lo que probablemente podría repercutir en el éxito de sobrevivencia durante los primeros meses posteriores a su vuelo, afectando finalmente el fitness de la especie.

**Palabras clave:** fragmentación, *Bubo virginianus*, hábitat natural desértico, éxito reproductivo, productividad, condición corporal, variables bioquímicas, proteinogramas, ectoparásitos, *Colpocephalum pectinatum*, *Plasmodium*.

**Vo. Bo. Director de Tesis**  
Dr. Ricardo Rodríguez Estrella

*B<sub>3</sub> = 1*

## Summary

Land use changes are among the most important human activities that have had deep and complex effects on wildlife. Land use changes have modified natural habitats since long time, but have been more accelerated in the last two decades. One of the main problems land use changes produces is habitat fragmentation, which results in a decrease of resources availability i.e. food and nesting structures, and changes at the ecosystem level as increases in parasitism intensity due to habitat degradation. These changes in parasitism levels can have effects in host life strategies and on their health condition. Changes can also modify patterns of abundance and distribution of keystone species as top-order predators, like some raptor species that stabilize their prey populations in trophic webs. We used the Great Horned Owl (*Bubo virginianus*) as a model species to evaluate the effects of habitat fragmentation on ecological parameters of a top-order predator in a desert ecosystem. We decided to evaluate the effects on this bird species because recent reports indicate the Great Horned Owl is declining throughout its northern distribution, even with some documented local population extinctions. The Great Horned Owl has been poorly studied in México and mainly in arid environments. During 2014, 2015 and 2017 we monitored breeding pairs of this owl in an area of the Baja California Peninsula, the Valle de Santo Domingo, Baja California Sur, in order to evaluate the effects of habitat fragmentation on the breeding ecology, health condition and parasites prevalence. Our sampling design included both continuous natural vegetation or natural area (AN) and fragmented area (AF) into the study area. Nestlings near 40 days old were taken from nests to measure body morphometry and to collect biological samples (blood and ectoparasites). Once sampled, they were returned to the nest. We found that *B. virginianus* breeding chronology started on december and ended in may. A total of 261 nests were monitored, most of them in AF. From this total, 29 nests were active containing eggs or nestlings. The most used nesting structure was cardon cacti (*Pachycereus pringlei*) in both AN and AF areas. The density of active nests was 0.01 pairs/km<sup>2</sup> in AN, and 0.04 pairs/km<sup>2</sup> in AF, means 4 times denser in AF than in AN. Breeding starts early in AF, this early start increases the nesting success (December-January) compared to those starting in February and March ( $G = 5.4$ ,  $df: 2$ ,  $P = 0.004$ ). A total of 179 eggs were laid, the clutch size was higher in AF ( $t_{59} = -4.2$ ,  $P < 0.001$ ); also, the number of nestlings 20 days old ( $n = 136$ ) were in average higher in AF than in AN ( $t_{48} = -4.4$ ,  $P < 0.001$ ); more fledglings were registered in AF ( $t_{56} = -4.5$ ,  $P < 0.001$ ). Successful nests in AN were much lower than in AF: 31.6% in AN, 68.3% in AF. Predation and nest abandonment during incubation were the main causes of nest contents mortality. The gender proportion of nestlings was 1.5:0.6 (Males:Females), much more males than females. Regarding the health condition, the blood chemistry variables that significantly differed between years were glucose ( $t_{29} = -2.2$ ,  $P = 0.03$ ), magnesium ( $t_{29} = -3.2$ ,  $P = 0.003$ ), uric acid ( $t_{29} = 4.3$ ,  $P = 0.0001$ ), phosphorous ( $t_{26} = 3.06$ ,  $P = 0.004$ ) and alkaline phosphatase ( $t_{26} = -2.83$ ,  $P = 0.008$ ). No significant differences were found between sexes, except for the alkaline phosphatase ( $t_{26} = -2.4$ ,  $P = 0.01$ ). Also, females showed a higher concentration of total proteins than males ( $z = 2.37$ ,  $P = 0.02$ ). The scaled mass index (SMI) was significantly correlated with bill length, tarsus, culmen and total body length, but the most significant correlation was with bill length. The SMI residuals values were

significantly correlated with urea concentration ( $r = -0.383$ ,  $P = 0.043$ ). The between years comparison showed a negative correlation with triglycerides in 2015 ( $r = -0.45$ ,  $P = 0.04$ ), and a positive correlation with the uric acid in 2017 ( $r = 0.70$ ,  $P = 0.01$ ). Also, significant differences were found in proteic fractions of albumin ( $z = -2.27$ ,  $P = 0.02$ ),  $\beta$ -1 ( $z = -2.43$ ,  $P = 0.01$ ) y la  $\alpha$ -2 ( $z = 3.7$ ,  $P < 0.01$ ). The between sex comparisons showed significant differences in  $\alpha$ -1,  $\beta$ -1 and A/G, being higher in female nestlings; males had a higher concentration of gamma-globulins. Ectoparasites had a prevalence of 61% ( $n = 22$ ), recording eight species; six of them were hematophagous parasites. A total of 81 epizoic species were collected from 36 nestlings from 15 nests, distributed in five orders: Diptera (*Icosta americana*); Hemiptera (Cimicidae gen. sp.); Phthiraptera (*Neohaematopinus sciurinus*, *Colpocephalum pectinatum*); Siphonaptera (*Orchopea* sp.) and Mesostigmata (*Ornihtonyssus sylviarum*). Likewise, one species of chewing lice ( $n=5$ ) (*Geomydoecus telli*) and one species of feather mite *Glaucalges* cf. *attenuatus* ( $n=7$ ) were also recorded associated with the owl. *Colpocephalum pectinatum* is the first recorded for the Great Horned Owl, such as a new host. The blood parasites detected corresponded to an initial infection of the Hemosporidia *Plasmodium*, with six nestlings infected (17.6%). Three allelic sequences were determined, one of *Plasmodium elongatum*, which is the first record for *B. virginianus*. No spatial autocorrelation existed for the ectoparasites abundance and distance among nests (I Moran<sub>ect</sub> = 0.01;  $z = 0.16$ ,  $P > 0.05$ ; I Moran<sub>hemo</sub> = 0.13;  $z = 1.53$ ,  $P > 0.05$ ). Thus, the abundance of ectoparasites in one nest is independent of their abundance in neighbor nests. Cell alterations found in some nestlings are associated with health problems (e.g. anemia) and the presence of blood parasites. We conclude that the flexibility of the Great Horned Owl to reproduce in a modified environment promotes a higher productivity, likely because the landscape including patches of natural desert vegetation into an agriculture matrix offers a higher prey availability and open lands for hunting, thus survival of nestlings increases. However, the health condition of nestlings decreases which probably affects survival of fledglings during the first year of life and at the end, their fitness.

**Keywords:** fragmentation, *Bubo virginianus*, desert natural habitat, breeding success, productivity, health condition, biochemistry variables, proteinograms, ectoparasites, *Colpocephalum pectinatum*, *Plasmodium*.

**Vo. Bo. Director de Tesis**  
Dr. Ricardo Rodríguez Estrella

*B = 1*

## **Dedicatoria**

En memoria de mi hermosa Mini.



## **Agradecimientos**

Gracias madre naturaleza, gracias por darnos vida. Gracias a los búhos por tolerar nuestra invasión temporal.

Al Dr. Ricardo Rodríguez-Estrella que me permitió ser parte del proyecto para conocer más sobre la vida del gran Búho Cornudo. Gracias también por las asesorías en el trabajo de campo. Por la confianza otorgada para lograr este trabajo de tesis, por la revisión profunda y comentarios fuertes a los artículos y documento de tesis. Así mismo, por los consejos y apoyo moral en situaciones personales. Muchas gracias.

Al área de Posgrado del CIBNOR por permitirme entrar al programa así como por los apoyos logísticos y económicos para las estancias. Gracias Dra. Norma Hernández, Lic. Osvelia Ibarra, Lic. Leticia Rubio, Tania Núñez y al Ing. Horacio Sandoval por todas las facilidades.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) por la beca otorgada (169651) para llevar a cabo mis estudios.

Al proyecto SEP-CONACYT (155956) que dio el financiamiento para el trabajo de campo y laboratorio, para así hacer posible el desarrollo de esta tesis.

Al Dr. Santiago Merino, por haber aceptado el compromiso de ser parte del comité tutorial, por el tiempo dedicado a atender mis dudas sobre parásitos sanguíneos y por las recomendaciones para la colecta de muestras para métodos moleculares. Así mismo, por las facilidades brindadas y la accesibilidad en tiempos durante mi estancia en el Museo Nacional de Ciencias Naturales y en la Universidad de Alcalá de Henares, Madrid. Muchas gracias.

Gracias a la Dra. Ma. del Carmen Gúzman Cornejo por ser parte del comité tutorial, por su tiempo y compromiso durante este proceso, así como por todas las facilidades brindadas durante mi estancia en la determinación de los ectoparásitos, que a pesar de sus problemas personales de ese momento pudo atender mis actividades en laboratorio.

Al Dr. Adolfo Navarro Sigüenza, gracias también por ser parte del proyecto y su compromiso hacia éste. Por el voto de confianza durante mis problemas personales, por sus comentarios constructivos al proyecto y por ser mi abogado durante el examen predoctoral. Muchas gracias.

Al Dr. Guillermo Blanco, gracias también por formar parte de este proyecto mediante con el compromiso adquirido y su tiempo invertido en cada una de mis evaluaciones. Gracias  
Agradecer ampliamente el apoyo en el trabajo de campo a: José Abelino Cota Castro, T. López A., Angélica Martínez S., Fernando Pio, Cristina T., José J. Pérez, Pablo Partida y Alma Sánchez.

A los responsables de los laboratorios, de Histología e Histoquímica (Dra. Carmen Rodríguez), y de Química Fisiológica (M.en C. Roberto Hernández) del CIBNOR, por facilitar el uso de las instalaciones y en su caso, realizar los análisis correspondientes.

Al Dr. Martin Ramírez del Laboratorio de Biomedicina, Bioquímica y Biología Molecular del CIBNOR, por las facilidades otorgadas, la confianza y permitir el uso de las instalaciones para los análisis de proteínas.

Al Dr. Angel Carrillo por permitir el uso del equipo de escaneo en densitómetro, para la lectura de los geles.

Al personal del Laboratorio de Ecología Animal del CIBNOR por permitir el uso de infraestructura para la separación de ectoparásitos.

Al Dr. Javier Martínez del área de Biología Molecular de Parasitología del Depto. de Biomedicina y Biotecnología de la Universidad de Alcalá, por esa gran disponibilidad y apoyo en la determinación molecular de parásitos sanguíneos. Por las charlas amenas y la grata compañía durante las comidas con su equipo de trabajo, gracias siempre a todos.

Al M. en C. Joaquín Rivera por su apoyo y asesorías en la parte de información geográfica. Gracias también por las charlas amenas y los buenos chistes.

A la M. en C. Guadalupe M. López del Laboratorio de Acarología de la UNAM por su gran apoyo al guiarme en la identificación de la mosca ectoparásita. Lupita, gracias también por tú amistad y la confianza otorgada, por tus consejos y por escucharme. Simplemente gracias, dios te bendiga siempre, que sigas siendo ese gran ser humano.

Al Dr. Harry U. Brailovsky Alperowitz del Instituto de Biología, UNAM por la identificación de la chinche hematófaga.

A la Dra. Acosta-Gutiérrez Roxana del Dpto. de Biología Evolutiva de la UNAM, por la confirmación del género de pulga.

A la M. C. Griselda Montiel Parra del Instituto de Biología de la UNAM, por su ayuda en la identificación del ácaro de plumas.

A la M.F.P. Ana Isabel Bieler Antolin, Laboratorio de Microcine, Facultad de Ciencias UNAM por el apoyo en la toma y edición de fotografías del grupo de ectoparásitos.

A la Dra. Melanie Culver y Dr. Adrian Munguía Vega del Conservation Genetics Laboratory de la University of Arizona por haber realizado los análisis de determinación de sexo en los búhos.

Gracias a Sergio Maciel Serrano, por su apoyo y confianza al facilitarme la escalera para bajar los polluelos de búho.

Gracias a mis padres, por ser ejemplo de lucha, por apoyarme y acompañarme en todo momento. Así como por sus consejos. Gracias también por la beca que me han dado en estos últimos meses, espero compensarles pronto. Gracias madre por ese enorme esfuerzo que haces por ayudarnos, especialmente por cuidar de mis hijos Kamili, More, Hydra y Toñis. Bendiciones, les amo.

A mis tres queridos y bellos sobrinos, gracias por cuestionarme siempre. También por ese amor y respeto hacia los animales. La vida, la naturaleza es tan maravillosa que sabrá recompensarles. Con mucho cariño.

A mis queridos e inolvidables tíos; Martha Bolaños y Ramon Escaler por mantener comunicación a pesar de la distancia, así como por todas sus atenciones y la beca otorgada para hacer más ligera la estancia en España. Mil gracias.

Quiero agradecer a la Sra. Elena Geraldo y a su familia por adoptarme y estar siempre pendiente de mí. Por sus consejos y por ser un gran ejemplo de fortaleza para superar las adversidades en la vida. También gracias por cuidar mi casita y sus componentes (plantas y gatos). Sra. Nena, estas palabras no son suficientes para agradecer lo mucho que me ha apoyado, pero infinitamente gracias y que dios la bendiga siempre.

Gracias a Nacho y Rosa Geraldo por ser grandes amigos. Gracias por esas palabras de aliento para continuar en la vida. A Ros, por cuidar de mis hijos durante mis estancias.

A mis amigas Anastasia Klimnova y Nathalie Germain, por las porras constantes para lograr salir de este proceso, por compartir su valioso tiempo y conocimiento, así como el apoyo económico. Gracias infinitas, también por cuidar de los hijos. Con cariño.

Al M. en C. Antonio Rodríguez V. por su orientación y apoyo con algunos materiales para la extracción de sangre. Por la ayuda constructiva en edición de la tesis. Toño, gracias por tu amistad y los buenos consejos, así como también por apoyarme con Laike. Mil gracias.

Gracias al Dr. Neftali Gutierrez por facilitarme RNA later para preservar las muestras de sangre. Gracias Tali por tú amistad, la confianza y el apoyo brindado. Muchas gracias.

Gracias a aquellas personas interesadas en el tema y que de corazón les nace valorar y proteger la naturaleza, gracias infinitas y espero que cada día seamos más las interesadas en este bello y complejo mundo natural.

## Contenido

<b>Resumen</b> .....	i
<b>Summary</b> .....	iii
<b>Dedicatoria</b> .....	v
<b>Agradecimientos</b> .....	vi
<b>Contenido</b> .....	ix
<b>Lista de figuras</b> .....	xii
<b>Lista de tablas</b> .....	xiv
<b>1. INTRODUCCIÓN</b> .....	1
<b>2. ANTECEDENTES</b> .....	4
2.1 Ecología Reproductiva .....	5
2.2 Fragmentación y parásitos .....	5
2.3 Condición física .....	7
2.4 Respuesta inmune .....	8
2.5 Estudios en <i>Bubo virginianus</i> .....	8
2.6 Descripción de la especie .....	10
2.6.1 Distribución .....	10
2.6.2 Reproducción .....	11
<b>3. JUSTIFICACIÓN</b> .....	12
<b>4. HIPÓTESIS</b> .....	13
<b>5. OBJETIVO GENERAL</b> .....	14
5.1 Objetivos particulares .....	14
<b>6. MATERIAL Y MÉTODOS</b> .....	15
6.1 Área de Estudio .....	15
6.1.1 Vegetación .....	15
6.1.2 Fauna .....	16
6.2 Ecología Reproductiva .....	18
6.2.1 Ubicación de Nidos .....	18
6.2.2 Cronología Reproductiva .....	18
6.2.3 Características de sitios de anidación .....	20
6.3 Colecta de muestras .....	20
6.3.1 Colecta de ectoparásitos .....	21
6.3.2 Colecta de sangre .....	22
6.4 Condición física .....	23
6.5 Química sanguínea .....	24
6.6 Proteinogramas .....	24
6.6.1 Fracciones proteicas .....	26
6.7 Parásitos sanguíneos .....	27

6.7.1 Determinación microscópica.....	27
6.7.2 Determinación molecular .....	28
6.8 Determinación de ectoparásitos .....	30
6.9 Esfuerzo realizado.....	30
6.10 Determinación del sexo .....	31
6.11 Análisis estadísticos .....	31
6.11.1 Modelos estadísticos .....	32
<b>7. RESULTADOS .....</b>	<b>34</b>
7.1 Estructuras de Anidación .....	35
7.2 Densidad de parejas .....	35
7.3 Cronología reproductiva .....	36
7.4 Productividad .....	38
7.4.1 Productividad global .....	38
7.4.2 Productividad (nidos exitosos).....	39
7.4.3 Productividad dentro de áreas .....	39
7.4.4 Nidos reutilizados.....	40
7.4.5 Fracaso de anidación .....	40
7.5 Condición corporal .....	41
7.5.1 Proporción de sexos .....	41
7.5.2 Química sanguínea .....	41
7.5.3 Índice de masa escalado .....	43
7.5.4 Fracciones de proteínas .....	47
7.6 Ectoparásitos en <i>Bubo virginianus</i> .....	49
7.7 Parásitos sanguíneos .....	52
7.7.1 Análisis molecular.....	52
7.7.2 Análisis microscópico .....	53
7.7.3 Observaciones morfológicas en eritrocitos .....	55
7.8. Análisis de las variables ambientales y parámetros de condición física.....	56
<b>8. DISCUSIÓN .....</b>	<b>57</b>
8.1 Sitios de anidación .....	58
8.2 Cronología reproductiva .....	59
8.3 Productividad .....	60
8.3.1 Fluctuación poblacional .....	62
8.4 Condición corporal .....	63
8.4.1 Índice de masa escalado .....	69
8.4.2 Electroforesis de proteínas .....	70
8.4.3 Parámetros hematológicos .....	71
8.5 Ectoparásitos .....	75
8.6 Conservación .....	81
<b>9. CONCLUSIONES .....</b>	<b>83</b>

9.1 Recomendaciones .....	84
<b>10. LITERATURA CITADA .....</b>	<b>86</b>
<b>11. ANEXOS .....</b>	<b>110</b>

## Lista de figuras

<b>Figura 1.</b> Adulto y volantón (40 días de edad) de <i>B. virginianus</i> en zona fragmentada del Valle de Santo Domingo.....	11
<b>Figura 2.</b> Área de estudio, muestra la zona natural con vegetación continua y la fragmentada con los sitios de anidación en el Valle de Santo Domingo.....	16
<b>Figura 3.</b> Representación de la vegetación continua del desierto xerófilo en el área natural de nuestra zona de estudio en el Valle de Santo Domingo.....	17
<b>Figura 4.</b> Forma en la que se revisaron los nidos de Búho Cornudo.....	20
<b>Figura 5.</b> Forma en la que se hizo el manejo y la toma de muestras en los volantones.....	21
<b>Figura 6.</b> Lector de microplacas para la concentración total de proteína y cámara de electroforesis corriendo un gel de agarosa.....	26
<b>Figura 7.</b> Análisis de la curva de fusión en la detección de los amplicones para los parásitos sanguíneos.....	29
<b>Figura 8.</b> Valores promedio de los parámetros reproductivos en nidos exitosos de <i>B. virginianus</i> en el Valle Santo Domingo.....	36
<b>Figura 9.</b> Cronología reproductiva de <i>B. virginianus</i> en el Valle de Santo Domingo, durante los años 2014, 2015 y 2017.....	37
<b>Figura 10.</b> Variación en la media de la concentración de proteína total entre sexos del año 2017 en área fragmentada.....	38
<b>Figura 11.</b> Número total de los parámetros reproductivos por área en nidos activos de <i>B. virginianus</i> .....	40
<b>Figura 12.</b> Variación en la media de la concentración de proteína total entre sexos del año 2017 en área fragmentada.....	43
<b>Figura 13.</b> Relación entre el peso y la longitud de culmen expuesto y concentración de bilirrubina relacionada negativamente con los residuales de la regresión del IME para culmen expuesto (IME CE).....	44
<b>Figura 14.</b> Relación entre peso y la longitud de pico completo, de culmen expuesto y de tarso con mejor correlación para el índice de masa escalado (IME) de los volantones del AF.....	46
<b>Figura 15.</b> Relación entre la concentración de urea, triglicéridos y ácido úrico con los residuales de la regresión del IME de pico completo en AF.....	46
<b>Figura 16.</b> Concentración de las fracciones proteicas en ambas áreas y entre años.....	47
<b>Figura 17.</b> Relación entre el índice de masa escalado de culmen expuesto y la concentración de prealbúmina y las gama globulinas.....	48

<b>Figura 18.</b> Muestra la relación entre el índice de masa escalado del culmen expuesto y de pico completo con la relación de albúmina y globulinas (A/G).....	49
<b>Figura 19.</b> Ectoparásitos registrados en el Búho Cornudo.....	51
<b>Figura 20.</b> Análisis de autocorrelación entre abundancia de ectoparásitos con respecto a la distancia entre nidos activos.....	52
<b>Figura 21.</b> Macrogametocito y merozoito de <i>Plasmodium</i> sp. dentro de eritrocitos maduros de volantes de <i>B. virginianus</i> .....	53
<b>Figura 22.</b> Análisis de autocorrelación entre abundancia del parásito <i>Plasmodium</i> con respecto a la distancia entre nidos activos.....	54
<b>Figura 23.</b> Eritrocitos maduros de volantes <i>B. virginianus</i> con algunas diferencias morfológicas.....	55
<b>Figura 24.</b> Eritrocitos con puntos basófilos y eritrocitos con forma anormal de volantes <i>B. virginianus</i> .....	56



## Lista de tablas

<b>Tabla I.</b> Métodos con los que se evaluó cada parámetro de química sanguínea en los polluelos de <i>B. virginianus</i> .....	25
<b>Tabla II.</b> Esfuerzo realizado en campo para la toma de datos reproductivos de <i>B. virginianus</i> en el Valle de Santo Domingo.....	31
<b>Tabla III.</b> Total de nidos localizados, revisados y activos por <i>B. virginianus</i> durante las temporadas reproductivas 2014-2017 para cada área de estudio.....	34
<b>Tabla IV.</b> Estructuras donde se ubicaron los nidos usados por <i>B. virginianus</i> en el Valle Santo Domingo, B.C.S.....	35
<b>Tabla V.</b> Parámetros reproductivos en <i>B. virginianus</i> en el Valle Santo Domingo, durante el monitoreo de 3 periodos reproductivos.....	38
<b>Tabla VI.</b> Concentración de parámetros del plasma sanguíneo y masa corporal (g) en pollos de área fragmentada en el Valle Santo Domingo, B.C.S.....	42
<b>Tabla VII.</b> Coeficiente de correlación entre peso y las variables morfométricas de volantones del área fragmentada del Valle de Santo Domingo, B.C.S.....	44
<b>Tabla VIII.</b> Ectoparásitos registrados en volantones del área fragmentada.....	48
<b>Tabla IX.</b> Datos hematológicos en volantones de <i>B. virginianus</i> del Valle Santo Domingo, B.C.S.....	50
<b>Tabla X.</b> Productividad de <i>B. virginianus</i> en B.C.S. y otras regiones de su distribución.....	54
<b>Tabla XI.</b> Productividad de <i>B. virginianus</i> en el desierto de B.C.S. y en otras regiones de su distribución.....	62

## 1. INTRODUCCIÓN

Los cambios en el uso de suelo por disturbios antropogénicos han creado mosaicos de fragmentos de hábitat nativo (Fahrig, 2003) con efectos directos e indirectos al sistema biológico (Lampila *et al.*, 2005; Saunders *et al.*, 1991; Sekercioglu *et al.*, 2002; Sekercioglu y Sodhi, 2007). Los efectos pueden ser contabilizados por la reducción de la calidad del hábitat y por cambios en la estructura y dinámica poblacional, comportamiento, éxito reproductivo de las poblaciones animales asociadas con el tamaño de los fragmentos (Turner, 1996).

El proceso de fragmentación se da al interrumpir la continuidad de extensiones de hábitat natural para implementar diversas actividades antrópicas (Pimm *et al.*, 2006). Como consecuencia inmediata hay una reducción del hábitat, perdiéndose así la continuidad del paisaje (Dirzo y Raven, 2003) y creando una serie de fragmentos o parches dentro de una matriz cuyo aislamiento, tamaño y forma tendrán efectos distintos en las relaciones entre especies (Ewers y Didham, 2005, Fahrig, 2003; 2013; Saunders *et al.*, 1991). La configuración de la matriz (áreas agrícolas, ganaderas, de desarrollos urbanos) que rodea los fragmentos determinará las condiciones ambientales exteriores que influyen sobre el fragmento, el borde de éste será el más alterado mientras que el interior del fragmento tendrá una función compleja que dependerá de su tamaño y forma, así como de la naturaleza de la matriz del paisaje circundante (Ewers y Didham, 2005; Watling *et al.*, 2011).

La fragmentación afecta la ocupación de fragmentos conforme se vuelven más pequeños y más separados (Hanski, 2015; Mona *et al.*, 2014), por su cobertura vegetal y la edad del fragmento (Johnson y Karels, 2015) y por el efecto de borde, donde procesos físicos como las condiciones microclimáticas del fragmento modifican los niveles de insolación y exposición a viento (Saunders *et al.*, 1991), y donde procesos biológicos favorecen la invasión por algunas especies generalistas que pueden afectar las funciones ecosistémicas, como por ejemplo los niveles de parasitismo (Kareiva, 1987; Mborá y McPeck, 2009; Sekercioglu *et al.*, 2004).

Al reducir el hábitat hay pérdida de recursos como alimento, refugio, sitios para anidación con lo que produce una degradación y afectación de hábitat. Lo anterior provoca que tanto especies presa como de depredadores se vean afectadas. Ello incide negativamente en algunas especies, siendo las más afectadas las especialistas y de baja densidad poblacional quienes dependen de grandes extensiones de hábitat para vivir (Steenhof y Newton, 2007). Aunque, también hay especies generalistas, donde los efectos suelen ser positivos favoreciendo su colonización a corto plazo (Duerr *et al.*, 2015; Grossman *et al.*, 2008). Sin embargo, especies de plantas y animales que sobreviven en los fragmentos experimentan cambios que incrementan su probabilidad futura de extirpación (Morris *et al.*, 1992).

La fragmentación puede favorecer la transmisión de parásitos debido al hacinamiento de las especies en fragmentos aislados y pequeños (Collinge, 2009) por lo que la prevalencia de animales infestados dependerá del grado de conectividad, del efecto de borde (Greer y Collins, 2008; Lüdtke *et al.*, 2013; Webstern, 2014), así como del nivel de estrés de los hospederos debido al hacinamiento y desplazamiento de sus territorios o áreas de forrajeo y crianza. El nivel de parasitismo es un factor que puede causar afectación a la condición corporal del huésped; como debilidad, enfermedad y disminución del éxito reproductivo o ser causa de muerte (Kristan y Boarman, 2007; Olgada y Kibuthu, 2012; Robinson *et al.*, 1995). Por ello, en términos de demografía y productividad de las poblaciones, es importante determinar los efectos de la fragmentación del hábitat en la prevalencia e intensidad media de parásitos en sus hospederos.

Estudios han mostrado efectos de la fragmentación (numéricos; densidad y abundancia, variabilidad genética, comportamiento) sobre comunidades (Johnson y Karels, 2015; Marini, 2001; Mborá y Peek, 2009) y poblaciones de diversas especies (Habel *et al.*, 2014; Munguia-Vega *et al.*, 2012; Rodríguez-Estrella, 2007) en ambientes templados y tropicales (Turner, 1996; Cuarón, 2000; Pineda y Halfpter, 2004), pero se conoce poco sobre los efectos en las aves rapaces de zonas áridas (Raimilla, *et al.*, 2012; Tinajero y Rodríguez-Estrella, 2012). Estos efectos son desconocidos para las aves nocturnas. En México el problema de la fragmentación es severo y ha sido pobremente abordado para ambientes desérticos (Rodríguez-Estrella *et al.*, 2016). Velázquez *et al.* (2002) reporta una pérdida

alarmante de fragmentos en diversos ecosistemas en periodos de tiempo relativamente cortos, lo que repercute en gran medida en los hábitats y la salud del ambiente. Por tanto, son necesarias investigaciones para fundamentar la respuesta de las especies a este tipo de presiones y condiciones ambientales. Evaluar el impacto antropogénico en las poblaciones de rapaces será de utilidad para establecer mejores acciones de conservación de ecosistemas y para la salud poblacional.

Para el caso particular del Búho Cornudo (*Bubo virginianus*), la información ya se había señalado como escasa en México (Enríquez-Rocha *et al.*, 1993) y después de las búsquedas hechas para este trabajo de tesis, sigue siendo limitada. Esta rapaz nocturna es una de las de mayor talla en América y es un elemento importante en la estructura y función de los ecosistemas como depredador tope (Artuso *et al.*, 2013). Pese a los esfuerzos por conocer más sobre la especie en estudios a largo plazo sobre su biología reproductiva, dieta (Houston y Francis, 1995; Minor *et al.*, 1993), distribución y abundancia (Duerr *et al.*, 2015), hace falta incrementar el conocimiento bajo condiciones de alteración de hábitat y salud poblacional. Por ello, en esta tesis se presentan los análisis sobre parámetros reproductivos, condición física, parámetros sanguíneos, prevalencia e intensidad de parásitos en volantones del Búho Cornudo bajo condición de fragmentación de hábitat con lo que se contribuirá de manera importante a evaluar respuestas de especies a la fragmentación del hábitat desde una perspectiva no solo numérica sino de sus efectos.

## 2. ANTECEDENTES

El trabajo es parte de un proyecto global realizado en el CIBNOR desde hace más de 10 años en donde se abordan las consecuencias de la fragmentación del desierto de la península de Baja California; mediante un análisis integral en diversos grupos biológicos con enfoques molecular, metapoblacional y paisajístico. Con implicaciones teóricas para la conservación.

A pesar de la intensa investigación sobre los efectos de fragmentación y pérdida de hábitat en las comunidades de aves, nuestra comprensión es aún limitada con respecto a las causas en la disminución de las poblaciones (Blanchet *et al.*, 2010; Habel *et al.*, 2014; Lampila, 2005). El mayor número de estudios sobre efectos de fragmentación se han hecho con aves paserinas (Lampila *et al.*, 2005; Santos *et al.*, 2002; Tellería *et al.*, 2001, 2003; Tellería y Santos, 1999), y poco se ha estudiado en las aves rapaces (Brown *et al.*, 2014; Duerr *et al.*, 2015; Filloy y Bellocq, 2007; Grossman *et al.*, 2008; Kirk y Hyslop, 1998; Rodríguez-Estrella *et al.*, 1998; Sarà, 2014; Tinajero y Rodríguez-Estrella, 2012). A pesar de su importancia como depredadores tope en las redes tróficas de varias especies (Melián y Bascompte, 2002), las consecuencias en su demografía y en el declive poblacional aún se desconocen.

Las aves rapaces constituyen un grupo potencialmente sensible a la pérdida y fragmentación de hábitat debido a sus requerimientos de hábitat y a su baja densidad poblacional (Rodríguez-Estrella *et al.*, 1998; Zurita y Bellocq, 2007). Pese a ello, a la fecha pocos estudios han abordado los efectos de la fragmentación en la condición física y reproducción de aves rapaces (Hinam y St. Clair, 2008). Las investigaciones de este tipo de perturbación son casi nulas para las rapaces de hábitos nocturnos (Grossman *et al.*, 2008; Hinam y St. Clair, 2008; Rivera-Rivera *et al.*, 2012; Rullman y Marzluff, 2014), en las que existen pocos estudios ecológicos al relacionar parámetros reproductivos (densidad de parejas reproductivas, territorialidad, éxito reproductivo) con variables ambientales y antrópicas (Minor *et al.*, 1993; Smith y Murphy, 1973) pero no relacionadas al problema de la fragmentación del hábitat.

## ***2.1 Ecología Reproductiva***

La reproducción de las aves rapaces puede variar entre años debido a causas diversas como la disponibilidad de alimento, mortalidad de pollos, abandono y destrucción del nido, depredación e infertilidad de huevos; así mismo, varias son atribuibles a interferencia humana (Gagné *et al.*, 2015; Smith y Murphy, 1973; Steenhof y Newton, 2007).

Estudios realizados sobre la fragmentación en aves paserinas de zonas boscosas sugieren que el éxito de apareamiento es una de las etapas principales que se ven afectadas de forma negativa por la fragmentación y no tanto en el éxito reproductivo (Lampila *et al.*, 2005). Los efectos negativos de la fragmentación sobre las aves no son resultado directo de la disminución de alimento sino también de otros factores como depredación y parasitismo (Lampila *et al.*, 2005; Loye y Carroll, 1995). Sin embargo, poco se conoce en zonas áridas, donde la disponibilidad del recurso alimento puede variar irregularmente modificando los ciclos reproductivos de las especies (Houston *et al.*, 1998; Kristan y Boarman, 2007).

## ***2.2 Fragmentación y parásitos***

Las aves silvestres son huéspedes de diversos parásitos, algunos benéficos (Blanco *et al.*, 2001) y otros dañinos para el huésped (William, 2000). Su desarrollo y localización están determinados por una serie de factores ambientales, interrelacionados, atribuibles al hospedero y otros a la biología del parásito mismo (Johnson y Clayton, 2003; Keesing *et al.*, 2010). Sin embargo, la transformación de la tierra por actividades como la fragmentación y pérdida de hábitat, afectan al sistema parásito-hospedero y favorecen la prevalencia de los parásitos al introducir nuevos contextos al paisaje y aumentar la cantidad de borde, lo que afecta la abundancia relativa y la riqueza tanto de hospederos como de parásitos y vectores (Collinge, 2009; Greer y Collins, 2008; Holmes, 1996).

En paisajes modificados, los cambios en la conectividad también alteran las tasas de dispersión y transmisión para hospederos y parásitos (Colling, 2009). Así mismo, puede resultar en la reducción de la capacidad del hospedero de defenderse contra parásitos debido al estrés o limitación de comida dentro de los fragmentos pequeños y/o degradados; ello compromete su salud al disminuir la capacidad de las especies para desarrollar

resistencia a nuevos parásitos (Collinge, 2009; Loye y Carroll, 1998). Con lo anterior, se afecta al sistema parásito-hospedero y se favorece la prevalencia de los parásitos en las poblaciones silvestres (Lüdtke *et al.*, 2013; McCallum y Dobson, 2002; Mendenhall *et al.*, 2013; Moyer y Clayton, 2004), siendo en particular las especies raras las más susceptibles a enfermedades y las primeras en declinar en ambientes fragmentados (Loye y Carroll, 1995).

En las últimas décadas se ha reconocido la importancia de los parásitos en el declive de las poblaciones de especies silvestres debido al impacto que tienen sobre las estrategias de vida de sus hospederos (Daszak *et al.*, 2003; Holmes, 1996; Ishak *et al.*, 2008; Sebaio *et al.*, 2010; Zuk y Stoehr, 2002). Se requieren de estos estudios también con el fin de evitar las suposiciones injustificadas de que las aves son dispersores de patógenos a nivel catastrófico, ya que ello podría afectar negativamente la conservación de varias especies, tanto residentes como migratorias, al considerárseles un vector de enfermedades (Brown y O'Brien, 2011; Feare, 2010).

Los efectos de los parásitos sobre la historia de vida (comportamiento, reproducción y patrones de distribución) y la condición física de aves silvestres han sido analizados por varios autores (Gallo *et al.*, 2013; Loye y Carroll, 1995; Lüdtke *et al.*, 2013; Moyer y Clayton, 2004; Sarasola *et al.*, 2004) demostrando en la mayoría que los cambios antrópicos afectan el sistema parásito-hospedero (Daszak *et al.*, 2001; Ishak *et al.*, 2010; McCallum y Dobson, 2002; Mendenhall *et al.*, 2013). Por ejemplo, el caso del loro de Puerto Rico (*Amazona vittata*), donde la fragmentación del hábitat facilitó la introducción de la mosca chupadora que afectó fuertemente a los pichones del loro disminuyendo rápidamente su población (Loye y Carroll, 1995).

Efectos del parasitismo interno o externo en las aves son evidentes; el perder sangre por los parásitos puede reducir su nivel de hematocrito, hemoglobina y estimular la respuesta inmune a través de la producción de células blancas (Heeb *et al.*, 1998). Los pichones pueden morir, o iniciar los vuelos con peso y talla reducidos (Grubb, 1986; Hinkle y Corrigan, 2013; Loye y Carroll, 1995), lo cual puede estar correlacionado con una baja sobrevivencia. La reproducción de aves adultas puede verse afectada en el abandono de sitios de anidación para reducir esfuerzo de crianza. Así, los parásitos que se alimentan de

sangre y viven en nidos pueden reducir el éxito reproductivo (Cantarero *et al.*, 2013; Loye y Carroll, 1995), además de transmitir endoparásitos (Ibáñez-Bernal *et al.*, 2015).

### **2.3 Condición física**

La condición física de un animal se ha definido como la energía acumulada en el cuerpo por resultado de la alimentación, la cual asume ser un indicador del estado de salud y calidad del animal (Peig y Green, 2009). La condición física puede verse afectada debido al aumento de estrés en los individuos a consecuencia de los cambios producidos en el ambiente, así como por los niveles altos de parasitismo (Gallo *et al.*, 2013; Loye y Carroll, 1995; Lüdtke *et al.*, 2013; Moyer y Clayton, 2004; Sarasola *et al.*, 2004). Medir la condición requiere, entre otros parámetros, del peso y datos morfo-métricos, medidas que por no llegar a ser un método invasivo, han sido de gran utilidad para evaluar el estado de salud poblacional de especies de animales de vida silvestre (Sarasola *et al.*, 2004; Schulte-Hostedde *et al.*, 2005; Peig y Green, 2009).

Otras medidas complementarias que pueden arrojar parámetros que funcionen como buenos indicadores de la condición nutricional y de problemas metabólicos en los organismos, son los parámetros hematológicos (Samour, 2005), la química sanguínea (Brown, 1996; Dawson y Bartolotti, 1997a; Harr, 2005; Lumeij, 2008; Anexo A), conteos de proteínas y análisis de respuesta inmune (Cray y Tatum, 1998; Tatum *et al.*, 2000). Estas herramientas han sido de gran utilidad para evaluar el estado de salud en diversos grupos de fauna silvestre (Artacho *et al.*, 2007; Forero *et al.*, 2006; Gallo *et al.*, 2013; Lumeij y Maclean, 1996; Lumeij y Westerhof, 1987; Rivera-Rodríguez y Rodríguez-Estrella, 2011; Sarasola *et al.*, 2004; Smith y Bush, 1978; Velguth *et al.*, 2010).



## ***2.4 Respuesta inmune***

Los hospederos han desarrollado evolutivamente formas de defensa frente a parásitos con el fin de prevenir la colonización de los mismos (infección), o bien minimizar los efectos fisiológicos debilitadores (enfermedad) (Zuk y Stoehr, 2002). Para que estos fenómenos de defensa se lleven a cabo y se evite la entrada de agentes extraños al organismo (hongos, bacterias, virus), elementos especializados del sistema inmune actúan a través de una respuesta inmunológica, en la cual dos mecanismos complejos se llevan a cabo: la inmunidad innata o inespecífica y la inmunidad adquirida o específica (Moller y Rózsa, 2005; Schmid-Hempel y Ebert, 2003).

Generalmente el sistema inmune responde de forma unitaria, dependiendo de las circunstancias; en unos casos predomina una u otra de estas formas de respuesta (Moller y Rózsa, 2005). Una respuesta inmune requiere un gasto energético, el cual puede involucrar la energía destinada a otros componentes en la vida de los hospederos como selección sexual, el cuidado parental, el comportamiento y el esfuerzo reproductivo (Folstad y Karter, 1992; Koop *et al.*, 2013; Raberg *et al.*, 2000; Salvante, 2006); es por ello que los parásitos y patógenos pueden disminuir el éxito reproductivo (por la modificación de las tasas de alimentación a las crías o por el abandono de nidos debido a la carga parasitaria) y disminuir la sobrevivencia de aves jóvenes por una baja condición física; o bien, ser un factor para no reproducirse en el siguiente año en el caso de aves adultas.

## ***2.5 Estudios en *Bubo virginianus****

Los estudios sobre la distribución, reproducción y ecología de *Bubo virginianus* son relativamente amplios, conociéndose de manera general su productividad, su dieta y el uso de hábitat (Artuso *et al.*, 2013).

A partir de estos estudios, se sabe que el periodo reproductivo del Búho Cornudo tiene una duración aproximada de seis meses. En las zonas boreales de Norteamérica la temporada inicia a mediados de febrero y culmina a mediados de junio cuando los jóvenes dejan el nido (Houston *et al.*, 1998).

Smith y Murphy (1973) evaluaron aspectos reproductivos del Búho Cornudo, registrando a 31 parejas anidando en la Gran Cuenca desértica del norte de Utah, donde encontraron que la anidación inicia a mediados de enero y finaliza a principios de junio, además de que las parejas pueden ocupar el mismo sitio de anidación en años consecutivos. El tamaño de puesta promedio fue de 2.8 huevos con un éxito reproductivo de 2.8. La densidad de parejas fue de 1 pareja/25.9 km<sup>2</sup> en un ambiente semiárido contrario a lo que ocurre en hábitats riparios donde la densidad es mayor (1 pareja/1.3 km<sup>2</sup>) aparentemente dada la disponibilidad de alimento cerca de Kansas (Baumgartner, 1939).

Así como hay temas conocidos para la especie, el conocimiento sobre sus parásitos y enfermedades es muy limitado; en su mayoría son reportes a partir de necropsias de aves encontradas muertas, en cautiverio y en centros de rehabilitación o refugios de vida silvestre en Estados Unidos y Canadá (Artuso *et al.*, 2013). Entre los ectoparásitos reportados se ha encontrado la mosca del gusano (Calliphoridae: *Protocalliphora* sp.) (Tirrell, 1978), al ácaro (Epidermoptidae: *Knemidokoptes mutans*) (Schulz *et al.*, 1989) y a las moscas negras (Simuliidae: *Simulium pleuralis*, *Parahelodon* spp., *Simulium aureum*), los cuales son causantes de muertes por anemia (Hunter *et al.*, 1997). Entre los parásitos sanguíneos, se ha reportado a *Leucocytozoon* (Leucocytozoidae) (Hunter *et al.*, 1997; Remple, 2004; Wobeser y Saunders, 1975) y al protozoario (Sarcocystidae: *Sarcocystis falcatula*), que causa encefalitis (Wünschmann *et al.*, 2009).

Otros parásitos patógenos registrados en la especie son Herpes virus, el virus del oeste del Nilo (WNV) (Saito *et al.*, 2007; Wünschmann *et al.*, 2005), y la tuberculosis aviar por la bacteria *Mycobacterium avium* y la neumonía causada por el hongo *Aspergillus niger* (Tell *et al.*, 2004). También algunos helmintos *Echinoparyphium recurvatum*, *Hysteromorpha* spp. y *Microtetrameres bubo* (Houston *et al.*, 1998) recuperados de restos de aves muertas por electrocución.

## ***2.6 Descripción de la especie***

*Bubo virginianus* o comúnmente llamado Búho Cornudo o Búho Real Americano, es un búho de talla grande que presenta mechones en la apertura de los conductos auditivos y tiene grandes ojos amarillos. Ambos sexos presentan un patrón similar en la coloración, destaca en ellos una franja blanca en el pecho (Fig. 1a). Este búho es un depredador tope en la cadena alimenticia, cuya función ecológica es el control poblacional de sus presas (roedores y lagomorfos). Es la especie de ave nocturna más grande del continente Americano, con una longitud de entre 0.46 a 0.63 m y un peso de 0.91 a 2.5 kg. Existe una diferencia sexual evidente por su peso, siendo las hembras ligeramente más grandes; el peso promedio en machos es de 1.14 kg, en hembras es de 1.5 kg (Houston *et al.*, 1998).

Se presenta en una gran diversidad de ambientes como bosques deciduos, mixtos, de coníferas, tundras, desiertos, zonas suburbanas y pastizales (Artuso *et al.*, 2013; Formoso *et al.*, 2012; Houston *et al.*, 1998; Rohner *et al.*, 2001).

Los búhos son animales nocturnos, están adaptados con una visión y oído agudo para detectar a sus presas durante la oscuridad (Johnsgard, 2002; Mikkola, 2012). Su dieta es variada cuando la disponibilidad de alimento suele ser escasa, pero son los mamíferos (lagomorphos y roedores) y aves los que constituyen cerca del 80% de su dieta principal; le siguen los anfibios y reptiles (lagartijas), y en menor proporción incluye algunos insectos como escarabajos, ciempiés, entre otros (Formoso *et al.*, 2012; Houston *et al.*, 1998; Llinas-Gutiérrez *et al.*, 1991; Martínez, 2015; Weir y Hanson, 1989).

### **2.6.1 Distribución**

Es una especie cosmopolita en América, ocurre desde el Norte hasta Centro y Sudamérica. Desde el este y centro de Alaska hasta el Sur a través de México y norte de Centro América hacia Sudamérica a través de Tierra del Fuego. En México solo está ausente en las tierras húmedas del sureste del país, pero sí ocurre en el centro y norte de la Península de Yucatán (Houston *et al.*, 1998).

### 2.6.2 Reproducción

No construye sus nidos como todo estrigiforme, ocupa los nidos construidos por otras aves. La cronología reproductiva del Búho Cornudo varía de norte a sur usualmente con relación a la abundancia de alimento (Houston *et al.*, 1998). La puesta promedio es de 2 huevos, pero se han dado casos donde llega a poner hasta 5. El periodo de incubación dura en promedio 40 días en vida libre y sólo la hembra la realiza. Son aves altriciales, los pollos nacen desnudos con los ojos cerrados, un peso entre 49 y 54 g (Bent 1938; Hoffmeister y Setzer, 1947; Houston *et al.*, 1998; Smith, 1970).

El desarrollo de los pollos es muy rápido, aumentan su peso en poco tiempo, de 34.7 g a 1,000 g en 25 días en hembras y hasta 800 g en 29 días en machos. A los 25 días los pollos adquieren la capacidad de regular la temperatura al 90% (Turner y MacClanahan, 1987). Las partes corporales que desarrollan con mayor rapidez son el fémur con 69 mm en 19 días a 87.5 mm en 33 días, el culmen expuesto 19.6 mm en 21 días (Hoffmeister y Setzer, 1947). Los jóvenes dejan el nido cuando tienen el 75% de la masa corporal de los adultos, es decir, alrededor de los 44 días con un peso promedio de 1,130 g en hembras y de 957 g en machos (Fig. 1) (Houston *et al.*, 1998).



**Figura 1.** *B. virginianus* en zona fragmentada del Valle de Santo Domingo. a, adulto y b, volantón (40 días de edad).

### 3. JUSTIFICACIÓN

1. Debido al escaso conocimiento de los efectos de la fragmentación del hábitat en aves rapaces de México y en particular casi nulo para rapaces nocturnas, que son de importancia como depredadores tope, es necesaria la evaluación de los posibles efectos de la fragmentación dado que son especies relevantes en los ecosistemas y prioritarias en planes de conservación. Para los desiertos, prácticamente no existe información ni en México ni fuera del mismo sobre los efectos de la fragmentación en rapaces nocturnas.

2. El Búho Cornudo (*B. virginianus*) es una especie modelo para realizar este tipo de estudios por ser un depredador tope y porque se ha encontrado recientemente que sus poblaciones en Norte América se encuentran en declive y no se han determinado todas las causas. La pérdida de hábitat es una de ellas.

3. Aunque se tiene amplio conocimiento sobre la dieta, parámetros reproductivos, patrones de distribución y territorialidad sobre la especie en Canadá y Estados Unidos, en México la información es muy escasa. A lo largo de toda su distribución no existe información sobre parámetros de salud o condición física ni sobre la prevalencia de parásitos en este búho en vida silvestre.

4. En el desierto de Baja California Sur, el Búho Cornudo se distribuye ampliamente y es una especie reproductora. Es un depredador tope que podría ser afectado por la fragmentación del desierto. En esta investigación queremos conocer la forma en que la fragmentación del hábitat afecta a su población en una zona perturbada del Valle de Santo Domingo, B.C.S., donde se ha desarrollado la actividad agrícola fragmentando el desierto desde hace más de 60 años y donde sigue en expansión dicha actividad.

Para evaluar los efectos de la fragmentación en el Búho Cornudo cuantificaremos aspectos de su reproducción, condición física de los individuos (medida a través de su relación morfométrica y de parámetros sanguíneos y respuesta inmune), la prevalencia e intensidad de parásitos (ectoparásitos y parásitos sanguíneos), así como los potenciales efectos que estos parásitos puedan tener en la condición física de los individuos.

#### 4. HIPÓTESIS

1. Se sabe que la reducción de hábitat produce una disminución de presas en zonas fragmentadas lo cual incide en la productividad animal, por lo que la fragmentación del matorral sarcocaulé afectará de forma negativa el éxito reproductivo de los nidos de *B. virginianus*.
2. Los parásitos internos y externos incrementan su prevalencia en situaciones de deterioro del hábitat, por tanto, esperamos que los individuos de *B. virginianus* presenten una mayor prevalencia en el área fragmentada que influya en su condición física (medida en función de variables morfométricas, bioquímicas y de respuesta inmune).

## **5. OBJETIVO GENERAL**

Evaluar los efectos de la fragmentación del desierto en la ecología reproductiva, condición física y su relación con la prevalencia de parásitos de un depredador tope, *Bubo virginianus* dentro de una zona árida de Baja California Sur, México.

### **5.1 Objetivos particulares**

1. Evaluar y comparar parámetros reproductivos de *B. virginianus* en un área fragmentada y en una natural.
2. Evaluar la relación de variables morfométricas, bioquímicas y de respuesta inmune como un indicador de la condición física de los pollos de *B. virginianus*, y comparar entre el área fragmentada y la natural.
3. Determinar y evaluar la prevalencia de ecto y endoparásitos (sanguíneos) en pollos de *B. virginianus* en una zona fragmentada y una natural.
4. Determinar la proporción de sexos de los pollos de esta población de *B. virginianus* en la zona de estudio.

## **6. MATERIAL Y MÉTODOS**

### ***6.1 Área de Estudio***

Baja California Sur es el estado más árido del país, sólo recibe en promedio anual 177 mm de precipitación, de los cuales 5.7 mm alimenta los acuíferos, principal fuente de abasto de agua ya que corrientes superficiales son inexistentes en el estado. Las lluvias se presentan con alta intensidad y corta duración durante los huracanes (mayo a septiembre). La extrema aridez y la presencia de corrientes oceánicas frías conforman una celda de alta presión gran parte del año (Mosiño y García, 1974), así el clima predominante es seco y árido Bw. La temperatura media anual es de 18 a 22°C. La temperatura promedio de julio y agosto es de 35°C y la más baja de 9°C en el mes de enero (INEGI, 2013).

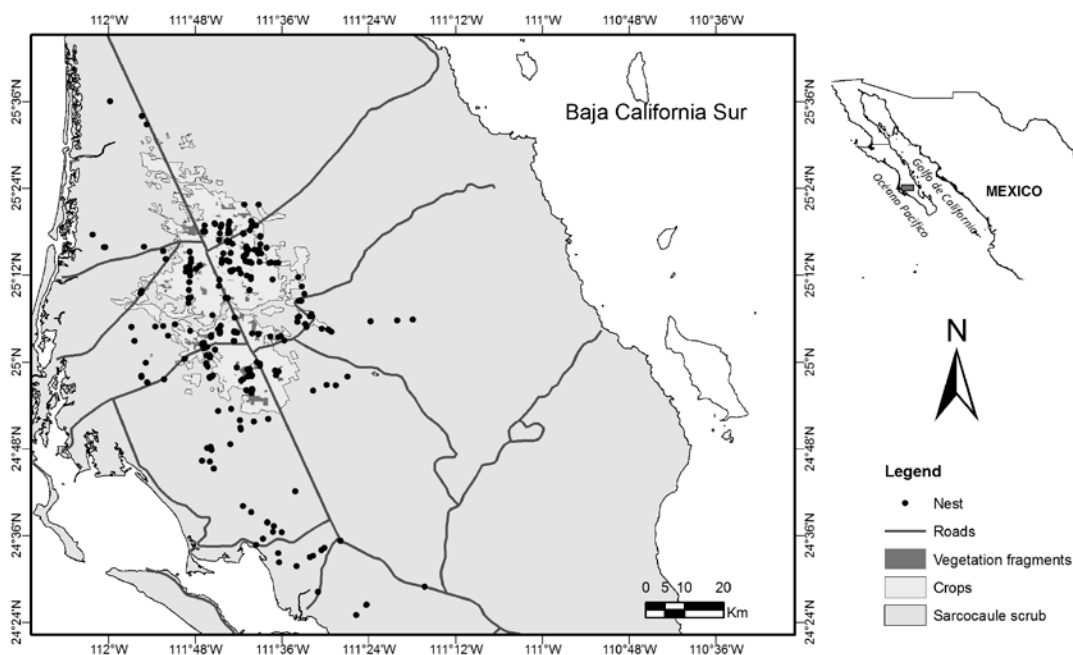
El Valle Santo Domingo se localiza al norte de la cabecera municipal de este estado, en una gran planicie (Fig. 2). El área donde se realizó el estudio comprendió un polígono al cual llamaremos área natural (vegetación nativa continua) con 2440 km<sup>2</sup> y un área denominada fragmentada (parches de vegetación nativa inmersos en una matriz de 1299 km<sup>2</sup> de cultivo) con menos del 8% de superficie. El desarrollo de la agricultura en la región inició entre los años 1950 y 1960, lo que provocó la pérdida de cubierta vegetal (matorral xerófilo) y la sobreexplotación de acuíferos (Barett, 1974; Cardona *et al.*, 2004) hacia la vertiente occidental, donde se localizan amplios valles aluviales que descienden hacia la costa del Pacífico. El desarrollo de la agricultura se expandió rápidamente hasta llegar a ser el principal centro de producción de cártamo, algodón, papa, naranja, espárragos, pimientos y otros productos para exportación. Como resultado de los cambios de uso de suelo, en el proceso se ha dado origen a una serie de fragmentos de diversos tamaños y formas, muchos de los cuales se han ido perdiendo rápidamente en estos últimos 5 años.

#### **6.1.1 Vegetación**

El área de estudio forma parte de la región del desierto Sonorense que se caracteriza por su geografía, fisiografía y florística. La vegetación se conforma por especies adaptadas a zonas áridas, en el que soportan altas temperaturas y periodos largos sin precipitación; siendo



predominante el tipo de vegetación del matorral xerófilo, con presencia de especies arbustivas y tallos carnosos (Fig. 3). Dentro de las especies principales están palo Adán (*Fouquieria diguetii*), Palo verde (*Parkinsonia microphylla*), Torote (*Bursera* spp.), Palo fierro (*Prosopis palmeri*), Mesquites (*Prosopis* spp.), Lomboy (*Jatropha cinerea*), Palo blanco (*Lysiloma candidum*), Cardón (*Pachycereus pringleii*), Choya (*Opuntia choya*), Pitaya agria (*Stenocereus gummosus*), Pitaya dulce (*Lemaireocereus turberi*) y Garambullo (*Lophocereus schottii*) (Rebman y Roberts, 2012; Rzedowski, 2006).



**Figura 2.** Área de estudio, muestra la zona natural con vegetación continua y la fragmentada con los sitios de anidación en el Valle de Santo Domingo, Baja California Sur.

### 6.1.2 Fauna

El estado de Baja California Sur conforma una gran diversidad, incluyendo gran número de endemismos de mamíferos terrestres. Se pueden observar, roedores (*Dipodomys* spp., *Thomomys nigricans*, *Neotoma bryanti*, *Dipodomys merriami*, *Chaetodipus* sp., *Peromyscus* sp., *Ammospermophilus leucurus*), lagomorfos (*Lepus californicus*, *Sylvilagus*

*audubonii*) carnívoros (*Canis latrans*, *Lynx rufus*, *Urocyon cinereoargenteus*, *Taxidea taxus*, *Vulpes macrotis*), entre otros como el venado *Odocoileus hemionus* (Hall, 1981).

En el caso de las aves residentes se encuentran, palomas (*Zenaida asiática*, *Zenaida macroura*, *Columbina passerina*), la Codorniz californiana (*Callipepla californica*), el Correcaminos norteño (*Geococcyx californicus*), colibríes (*Calypte costae*, *Hylocharis xantusii*), carpinteros (*Melanerpes uropygialis*, *Picoides scalaris*, *Colaptes auratus*), calandrias (*Icterus cucullatus*, *Icterus parisorum*), halcones (*Parabuteo unicinctus*, *Falco sparverius*, *Buteo jamaicensis*), búhos (*Athene cunicularia*, *Bubo virginianus*), la Lechuza de campanario (*Tyto alba*), el Aura (*Cathartes aura*), el quebrantahuesos (*Caracara cheriway*). Dentro de las migratorias se pueden apreciar, al Águila real (*Aquila chrysaetos*), *Circus cyaneus*, *Buteo swainsoni*, *Accipiter cooperii*, *Accipiter striatus*, *Falco peregrinus* y una gran diversidad de migratorias entre las que destacan *Progne subis* (Rodríguez-Estrella *et al.*, datos no publicados).



**Figura 3.** Vistas representativas de la vegetación continua del desierto xerófilo en el área natural de nuestra zona de estudio en el Valle de Santo Domingo.

Destacan diversos reptiles; Iguanas (*Ctenosaura hemilopha*, *Dipsosaurus dorsalis*), largartijas (*Urosaurus nigricaudus*, *Uta stansburiana*, *Sceloporus zosteromus*, *Aspidoscelis hyperythra*, *Aspidoscelis tigris*, *Callisaurus draconoides*), falso camaleón (*Phrynosoma coronatum*) y serpientes (*Masticophis* sp., *Pituophis* sp., *Crotalus ruber*, *Crotalus enyo*, *Crotalus mitchellii*), así como geckos nocturnos (*Coleonyx variegatus*) (Grismer, 2002).

## **6.2 Ecología Reproductiva**

El trabajo de campo se inició a principios de enero del año 2014 para hacer la ubicación de los sitios de anidación en áreas que denominaremos hábitat fragmentado (AF) y en área con vegetación continua, denominada área natural (AN) para posteriormente darles seguimiento. Se analizó la población reproductiva para *B. virginianus* durante los años 2014, 2015 y 2017 en el Valle Santo Domingo.

### **6.2.1 Ubicación de Nidos**

Se hicieron varias salidas al campo para ubicar los sitios de anidación que ya se tenían registrados desde hace 5 años (Rodríguez-Estrella *et al.* datos no publicados), así como para buscar nuevos nidos y ampliar el área de estudio para la especie. Finalmente, la información se conjuntó y se actualizó en una base de datos, para descartar aquellos nidos que hubieran caído o sufrido daños por los huracanes (como los del año 2010, 2015), o que hubieran sido intencionalmente tirados por el humano.

La búsqueda de nidos se realizó en automóvil a través de brechas en zona natural y al borde de los fragmentos a baja velocidad (30 km/hr) de 07:00 am a 08:00 pm. Los nidos fueron encontrados usando binoculares de 10 x 35 Zeiss, ubicados con los llamados de individuos reproductores al entrar en territorio de anidación, por la presencia de adultos cercanos al nido o incluso dentro del nido. En cada nido se acudió a georreferenciar y revisar su contenido para posteriormente darle seguimiento.

### **6.2.2 Cronología Reproductiva**

Se dio seguimiento a los nidos activos para determinar la fecha y tamaño de puesta, periodo de incubación, crianza y vuelo para definir las etapas correspondientes a la cronología reproductiva de la especie en el área de estudio. Se hizo un registro de las fechas de revisión para estimar la edad de los pollos y programar las posibles fechas en que los pichones saldrían del nido.

Para revisar el contenido de los nidos (huevos o pollos) desde el suelo, se usó un espejo atado a la punta de un tubo de aluminio (Fig. 4). A partir de entonces se estimó la fecha de eclosión para cada uno de los nidos y se programó el seguimiento de las etapas posteriores de desarrollo, en función de la descripción del plumaje por edad establecida por Bent (1938).

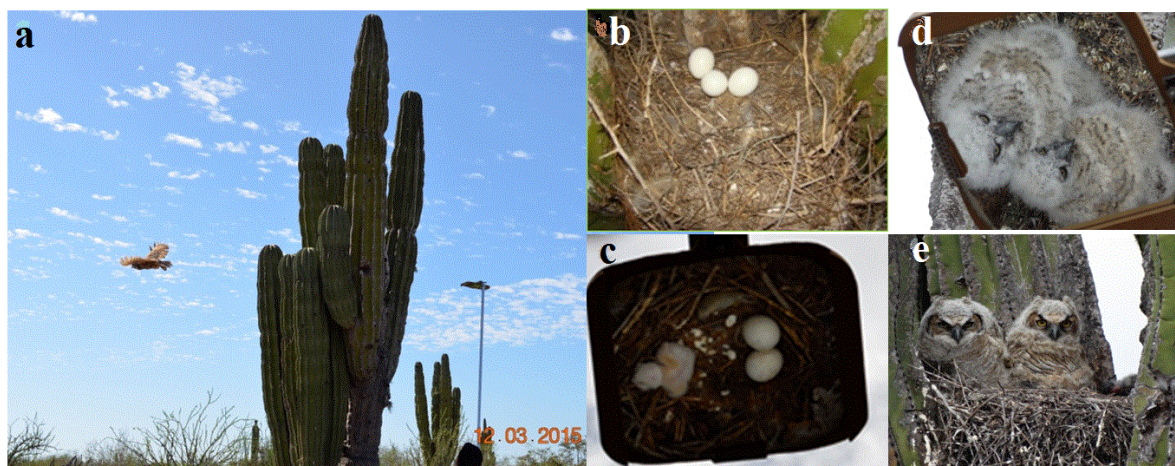
En la etapa de puesta se tomó el dato del número de huevos y no se volvió a visitar hasta después de los 20-22 días con el fin de evitar cualquier posibilidad de su abandono por interferencia, ya que es sabido que la incubación es una de las etapas más sensibles en que la especie puede abandonar el nido (Smith y Murphy, 1973).

Los datos registrados en campo durante cada visita fueron: tamaño de puesta (número de huevos), número de pollos y número de volantones, así como el número de adultos atendiendo el nido. Con esta información se determinó el éxito de crianza (promedio de polluelos que llegan a los 15 días de edad), tamaño de nidada (número máximo de polluelos observados en los nidos entre los 15 y 45 días de edad), nidos exitosos (son aquellos en los que al menos un volantón logra salir del nido) y la productividad global (es la media del número de volantones que salen por nido activo); nido activo, es aquel donde al menos un huevo fue puesto independientemente de si tuvo o no éxito para sacar volantones al final. Nidos en intento, aquellos donde el hueco estaba acomodado y en su interior con plumones de búho, además de la presencia de los adultos cerca (Steenhof y Newton, 2007). En campo también se anotaron observaciones como posibles depredadores y el uso de nidos como madrigueras por algunos de ellos, áreas de cacería y sitios de percha usados por los búhos adultos.

Se estableció una categoría de las fechas de puesta: temprana (diciembre-enero), intermedia (febrero) y tardía (marzo) para evaluar si la productividad suele ser mayor para aquellos nidos que inician más temprano su reproducción.

### 6.2.3 Características de sitios de anidación

Se realizó una caracterización general de la vegetación alrededor de cada nido mediante 2 transectos de 50 x 5m. Se tomaron datos de las estructuras de anidación (altura total, número de brazos en caso de cardones, diámetro basal (DB) y coberturas) y del nido (altura a la cual se ubica el nido respecto a la estructura de anidación, altura y ancho del nido, material de construcción) con el fin de determinar aquellas variables que influyan en la elección del sitio de anidación. La cobertura fue calculada utilizando la fórmula para el área de una elipse ( $C = \pi ab$ , donde  $a$  es diámetro mayor y  $b$  diámetro menor) (Mueller-Dombois y Ellenberg, 1974).



**Figura 4.** Forma en la que se revisaron los nidos de Búho Cornudo; hembra saliendo del nido; b, huevos; c, pollo de un día de edad; d, polluelos de 25 días de edad; e, volantones (40 días de edad).

### 6.3 Colecta de muestras

Durante 2015-2017, además de los datos de reproducción se tomaron muestras biológicas de los volantones para evaluar parámetros de condición física, química sanguínea, presencia y abundancia de ectoparásitos y endoparásitos (sanguíneos). Para ello, aproximadamente a los 40 días de edad, los pollos se bajaron del nido con la ayuda de una escalera y se colocaron en costales de manta mientras eran manejados para la toma de datos y muestras biológicas (Fig. 5).



A cada polluelo se le tomaron datos morfométricos de peso, longitud de cuerda alar, del culmen y pico completo, longitud total y longitud del tarso. Además se colectó una muestra de sangre (1 mL), así como de ectoparásitos (Fig. 5e).

Se hicieron varios intentos para captura de aves adultas con redes de niebla por la mañana y por la tarde-noche durante los días de muestreo a los polluelos, pero no se tuvo éxito. Se intentó en otra ocasión utilizando bal-chatri, pero tampoco hubo éxito. Debido a su naturaleza, los adultos de estas aves pueden ser muy desconfiados, y para evitar el abandono de los polluelos por nuestra presencia y perturbación constante en caso de intento de captura, dejamos de insistir en la captura.



**Figura 5.** Forma en la que se hizo el manejo y la toma de muestras en los volantones.

### 6.3.1 Colecta de ectoparásitos

Los polluelos fueron puestos sobre una hoja blanca y fueron revisados cuidadosamente durante 5 min. tras remover sistemáticamente el plumaje para colectar los ectoparásitos observables a simple vista (Clayton y Drown, 2001); posteriormente, se realizó un cepillado, colectando todos los productos caídos como plumas y escamas. A cada ave se le extendieron las alas para revisar durante 30 segundos cada una y recuperar los ácaros de plumas. En el caso de las moscas piojo, estas fueron colectadas de modo manual siguiendo el método descrito por Young *et al.* (1993). Ectoparásitos, plumas y detritos de escamas

fueron recuperados en micro-tubos de 1.5 mL con alcohol al 90% para su posterior separación en el Laboratorio de Ecología Animal del CIBNOR, proceso en el cual se invirtió alrededor de 20 min por tubo.

### **6.3.2 Colecta de sangre**

Durante el manejo para cada ave, en este caso pollos, se les cubrió la cabeza para disminuir el estrés y poder tener al polluelo lo más estable posible (Gómez-Ramírez *et al.*, 2016). Se trato de que el manejo se hiciera lo más rapido posible, con el fin de disminuir el estrés y con ello disminuir alguna posible alteración fisiológica en algunos parámetros sanguíneos a medir (Davis, 2005).

En el proceso se extendió el ala del ave para ubicar la vena braquial y se limpió con alcohol la zona para hacer la punción y hacer la extracción de sangre mediante jeringa de 3mL con aguja delgada calibre G23 x 25mm. Al terminar se limpió el área con agua oxigenada y se agregó sulfamixin para facilitar la coagulación y evitar infección futura. Durante la toma de sangre no se agregó ningún tipo de anticoagulante (Fig. 5a), esto con el fin de reducir el nivel de hemolisis (Clark *et al.*, 2009) y evitar la aglutinación de células hematológicas en frotis sanguíneos en caso del uso de heparina de litio (Robertson y Maxwell, 1990) ya que conllevaría a un inadecuado conteo (Campbell, 2015). La hemolisis podría alterar la concentración de proteínas en plasma (Gálvez *et al.*, 2009; Roman *et al.*, 2009).

Inmediatamente después de la colecta, la sangre se separó en los diferentes micro-tubos bien etiquetados para mantenerla de acuerdo a las condiciones necesarias para cada análisis, bien protegida en gradillas dentro de bolsas e inmediatamente se llevaron a condición fría en un recipiente con hielo para mantenerse durante su traslado a una temperatura de 4 °C en un lapso no mayor a 24 hr para su posterior análisis y/o preservación en el laboratorio.

Directamente en campo, 30 minutos después de haber colectado la sangre, se separaron 0.5 ml de sangre en tubos BD vacutainer (3mL) de plástico para llevar a centrifugación (Centrifuga; Zipspin LWScientific 8007267345) a 1260 g, durante 10 min. El plasma obtenido (alrededor de 70 µL) fue separado para cada análisis (química sanguínea y

proteínogramas) en crio viales (1.5 mL) con tapa de rosca para evitar derrames y se mantuvo a 4°C durante el traslado y posteriormente llevar a congelación a -20°C en el CIBNOR.

En campo también se prepararon 2 frotis sanguíneos por ave; en cada frotis se usó una pequeña gota que se colocó en un extremo de un portaobjetos y fue extendida sobre la superficie de tal manera que se formó una capa de sangre homogénea delgada. Los frotis fueron secados al aire libre y posteriormente se fijaron con metanol absoluto durante dos minutos (Santiago-Alarcon y Carbó-Ramírez, 2015; Valkiūnas, 2005); después del secado fueron almacenados para su tinción en laboratorio.

También se colectó una pequeña muestra de sangre (una gota) en tarjetas FTA (Whatman International Ltd, Kent, Reino Unido), para el análisis molecular de parásitos sanguíneos. Los productos químicos (Finders Technology Associates) en la tarjeta FTA capturan y preservan al instante todo ácido nucleico de cualquier tipo de muestra biológica (mucosa, sangre, liquido alantoideo y más) e inhabilitan patógenos (Rogers y Burgoyne, 2000); estas tarjetas pueden ser almacenadas a temperatura ambiente sin necesidad de refrigeración, sólo con algunas medidas de bioseguridad como en sobres especiales (ayudan a evitar humedad) o sobres de papel manila.

#### **6.4 Condición física**

Para cuantificar la masa corporal relativa al tamaño de las aves se calculó el índice de masa escalado (IME) (Scaled Mass Index, Peig y Green, 2009). Este índice es considerado un buen indicador de reservas de energía y otros componentes corporales. Para ello, se usaron las variables del peso o masa (M) y se correlacionaron con las variables longitudinales (L) (del tarso, pico completo, pico expuesto, cuerda alar y longitud total). Se usó logaritmo natural para cada medida de las aves. No se eliminaron puntos extremos. Mediante el coeficiente de correlación de Pearson entre las variables, se procedió al cálculo con la siguiente fórmula:

$$SMI = Mi \left[ \frac{Lo}{Li} \right]^{b_{SMA}} \quad (1)$$



Dónde  $M_i$  y  $L_i$  son los valores de peso y longitud del individuo  $i$  respectivamente,  $b_{SMA}$ , es el exponente de escala, es decir, la pendiente de la regresión del eje mayor estandarizado (SMA) de la relación  $M - L$ . Para  $L_0$ , usamos el valor de la media aritmética de la población. Calculamos el  $b_{SMA}$  al dividir la pendiente de la regresión normal de  $M$  y  $L$  por el coeficiente de correlación  $r$  Pearson. El índice con mejor estimación ( $r >$ ) de la condición de bienestar de los individuos, variaciones entre el peso para un tamaño estructural del búho se correlacionó con parámetros químicos y hematológicos para evaluar algún indicativo de salud en los volantones.

### **6.5 Química sanguínea**

Del plasma obtenido en campo, se usó una dilución de 1:10, es decir 20  $\mu$ L de cada muestra en 180  $\mu$ L de H<sub>2</sub>O ultra pura. En el caso de proteínas totales se usó una dilución de 1:100 de la muestra, 20  $\mu$ L se usaron para medir el parámetro. Los parámetros de química sanguínea se evaluaron usando las técnicas descritas para cada parámetro en el manual de bioquímica clínica (Randox, 1997) y que han sido estandarizados para volúmenes pequeños de plasma en el laboratorio de Bioquímica Fisiológica del CIBNOR. Se determinaron los compuestos orgánicos; glucosa (Gl), ácido úrico (Aur), urea (U), triglicéridos (Tr), bilirrubinas (Bil), colesterol (Col), creatinina (Cr), calcio (Ca), fósforo (P), magnesio (Mg), proteínas totales (PT), hemoglobina (Hem) y la enzima fosfatasa alcalina (Fal), en la tabla I aparecen los métodos usados para cada parámetro. Los valores se midieron en espectrofotómetro de placas modelo Multiskan Spectrum (Thermo Cientific).

### **6.6 Proteinogramas**

La determinación de las fracciones proteicas rara vez es patognomónico (indicativo de síntomas) para una enfermedad, pero es un dato importante cuando se interpreta concomitante con otros valores de laboratorio con los cuales una respuesta inmune podría estar presente (Lumeij, 2008). Para determinar la concentración de proteína total (PTp) presente en una muestra, se preparó una curva de calibración empleando la proteína

albúmina de suero bovino (ASB por sus siglas en inglés). Se trabajó con una disolución concentrada en 1 mg/mL de ASB.

**Tabla I.** Métodos con los cuales se evaluó cada parámetro de química sanguínea en los polluelos de *Bubo virginianus*.

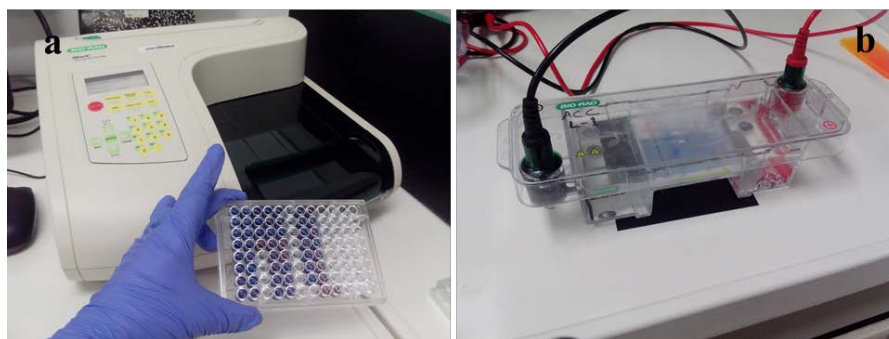
Parámetro (mg/dL)	Método	Distribuido
Glucosa	GOD/PAP	Randox
Triglicéridos	GPO/PAP Liofilizado	Randox
Colesterol	CHOD/PAP	Randox
Calcio	Orto cresoftaleina	Randox
Magnesio	Calmagite	Randox
Proteínas totales	BCA (Bicinchonic Acido)	SIGMA
Urea	BERTHELOT	Randox
Ácido úrico	Uricasa PAP (liofilizado)	Randox
Bilirrubina	Directa Jendrassik	Randox
Fosforo	Fosforilado	Randox
Creatinina	Jaffe sin desproteinización	Randox
Fosfatasa Alcalina (U/L)	DGKC	Randox

Se preparó la curva en un rango de 0 a 20  $\mu\text{L}$  de la disolución de ASB con el correspondiente volumen de agua destilada y 180  $\mu\text{L}$  del reactivo Bradford (Coomassie Plus Protein Assay, Thermo Scientific) para obtener un volumen total de 200  $\mu\text{L}$  en cada pozo de la micro placa (Fig. 6), con su respectivo control. La placa se llevó inmediatamente al lector de Microplacas modelo xMARK (BioRad) para mezclar por 10 segundos, se dejó reposar por 10 min. y se procedió a la lectura con una absorbancia de 595 nm.

Una vez obtenidos los valores de nuestra curva, se procedió a determinar la concentración total de proteína de cada polluelo, para lo cual se usaron 0.5  $\mu\text{L}$  del plasma de cada muestra de plasma, con 19.5  $\mu\text{L}$  de agua destilada y 180  $\mu\text{L}$  del reactivo Bradford (Bradford, 1976) para finalmente llevar a la lectura. El trabajo se llevó a cabo en el Laboratorio de Biomedicina, Bioquímica y Biología Molecular del CIBNOR.

### 6.6.1 Fracciones proteicas

Para obtener las fracciones proteicas prealbumina (pral), albúmina (Alb), alfa 1 ( $\alpha$ 1), alfa 2 ( $\alpha$ 2), beta 1 ( $\beta$ 1), beta 2 ( $\beta$ 2), gama ( $\gamma$ ) globulinas en cada muestra, se prepararon 15 geles de agarosa al 2% en un buffer de sales Tris-acetato-EDTA (TAE, 1X). El gel fue inmerso en un buffer de sales para exponer a corriente eléctrica en las cámaras de electroforesis. En los posos de cada gel se colocó 0.5  $\mu$ L de plasma de cada muestra con 2  $\mu$ L de (5X) Protein Loading Dye, con dos repeticiones para cada muestra. Se monitoreó la migración o separación de las proteínas en el gel durante 40 minutos a 120 volts (Fig. 6). Posteriormente los geles fueron teñidos con un colorante azul ácido durante 10 min. La tinción se decolora con una solución compuesta de agua, metanol y ácido acético y se dejaron reposar 24 hrs. Una vez secos y coloreados, los geles fueron llevados a un escaneo en densitómetro (CHEMIDOC XRS<sup>+</sup> BIO-RAD) para su evaluación, definir fracciones proteicas y medir el área bajo la curva de cada fracción en el software Image Lab versión 5.0 (2013). Finalmente, se realizaron los cálculos correspondientes con los valores obtenidos a partir de los residuales de nuestra curva inicial.



**Figura 6.** Lector de microplacas para la determinación de la concentración total de proteína (a) y cámara de electroforesis corriendo un gel de agarosa (b).

Un proceso inflamatorio en las aves puede originar un aumento en la concentración total de proteína (PT) debido a un aumento en las fracciones de las globulinas y es común que la albumina disminuya. Para evaluar el efecto combinado de estos cambios calculamos la relación Albumina/Globulina (A/G), la cual es de gran importancia clínica en comparación con la concentración de la PT (Hochleithner, 1994).

## 6.7 Parásitos sanguíneos

### 6.7.1 Determinación microscópica

Con la examinación del frotis sanguíneo se hace una evaluación de las células sanguíneas, valoración de su morfología y abundancia relativa de cada tipo celular y el diagnóstico de posibles parásitos sanguíneos (e.g. *Haemoproteus*, *Plasmodium* y *Trypanosoma*) (Campbell, 1994; Joseph, 1999).

Los frotis ya fijados en campo, se llevaron a laboratorio para su tinción con la técnica de Giemsa histológico (Valkiūnas, 2005) de acuerdo al protocolo de la marca SIGMA-ALDRICH y siguiendo las recomendaciones de Santiago-Alarcon y Carbó-Ramírez (2015). El total de frotis fue de 70, dos por cada ave muestreada.

Cada frotis sanguíneo ya teñido fue examinado con ocular 10X en objetivo de 20X para la búsqueda de parásitos extracelulares (*Trypanosoma* y filarias); del total (n = 70), 35 frotis fueron para determinar el conteo de células blancas (WBC; heterófilos, eosinófilos, basófilos, linfocitos y monocitos) en 10 campos en objetivo de 40X. El resultado del WBC se obtuvo aplicando la siguiente fórmula: suma de leucocitos en los 10 campos/10 x 1.5 en  $10^9$  células/L (Ammersbach *et al.*, 2015).

La proporción del tipo de células blancas se hizo al contar 100 leucocitos en varios campos en objetivo de 100X con aceite de inmersión, en el cual también se realizó la determinación y conteo de parásitos sanguíneos (número de parásitos encontrados por 10,000 eritrocitos) para la determinación del nivel de parasitemia, para los 35 frotis examinados. La literatura de apoyo para diferenciar las células blancas e identificar los parásitos fue: Remple (2004), Valkiūnas (2005), Thomas *et al.* (2007), Atkinson *et al.* (2008), Clark *et al.* (2009), Swayne *et al.* (2013), Campbell (2015).

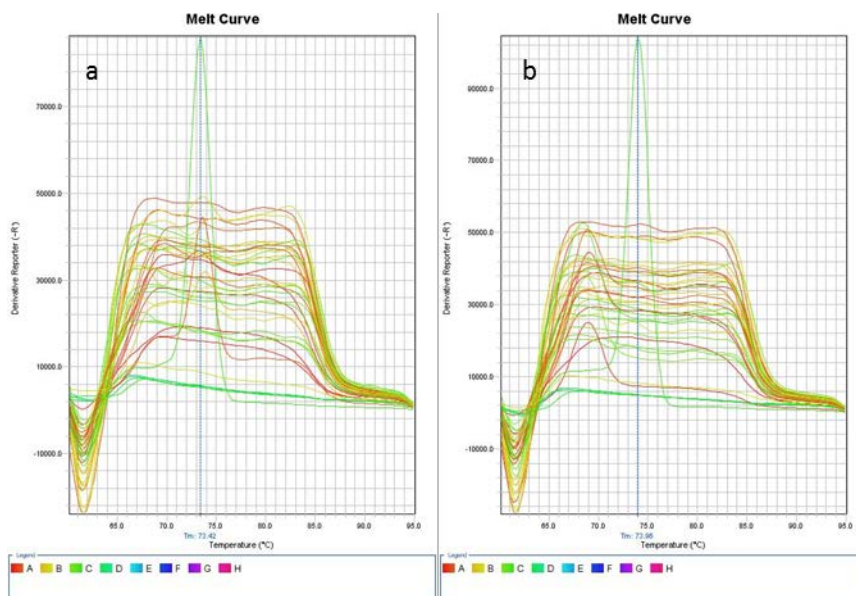
Esta información hematológica de células blancas es básica para establecer valores de referencia del hospedero y también para saber si éste ha estado expuesto a algún tipo de parásito (Santiago-Alarcon y Carbó-Ramírez, 2015); también puede servir como medida sensitiva de inmunosupresión (Campbell, 2015; Galeotti y Sacchi, 2003). Del conteo se excluyeron células dañadas como resultado de una mala preparación de frotis.

### 6.7.2 Determinación molecular

Para hacer el diagnóstico de parásitos sanguíneos mediante PCR en tiempo real se trabajó con 34 muestras de sangre preservadas en tarjetas FTA siguiendo el protocolo establecido para parásitos sanguíneos por Martínez *et al.* (2009). Para cada grupo se usaron cebadores (primers) descritos previamente (Martínez *et al.*, 2016): *Plasmodium/Haemoproteus* (PALU-Fq, PALU-R con 201 pb), *Leucocytozoon* (L180 y Leunew1R con 221pb) con amplificación del gen *cyt b*. *Trypanosoma* (TryR y TryF con 121 pb), Coccidios (Hep900F y EimRodR con 160 pb), *Hepatozoon* (Hep900F y Hep 4 con 188 pb) con el gen 18S rRNA y para la bacteria *Bartonella* con el gen 16S rRNA. Se hicieron las pruebas para varios grupos dada la mayor posibilidad de presentarse en las aves (Valkiūnas, 2005). El diagnóstico se llevó a cabo en el laboratorio de Biología Molecular del área de Parasitología en el Depto. de Biomedicina y Biotecnología de la Universidad de Alcalá de Henares, Madrid España, donde se tienen las técnicas estandarizadas para dichos microorganismos.

El material genómico fue extraído de muestras de sangre preservadas en tarjetas FTA (Martínez *et al.*, 2009). La purificación del ADN se realizó usando el kit comercial NZYGelpure (NZYTech, Lda. Genes and Enzymes, Lisbon, Portugal). Las reacciones de PCR consistieron de 10  $\mu$ L de volúmenes que contenían 20 y 100 ng de templado de ADN, 0.25  $\mu$ M del primer y el SYBR® Select Master Mix de acuerdo al protocolo (Applied Biosystems, Foster City, CA, EUA).

Las reacciones se sometieron a ciclos usando el equipo para PCR en tiempo real StepOnePlus (Applied Biosystems). El diagnóstico se realizó visualizando la curva del punto de fusión de los amplicones (Fig. 7). Después de la proyección o cribado, las muestras que resultaron positivas se amplificaron nuevamente para obtener mayor amplificación del material genético y facilitar la identificación de los haplotipos.



**Figura 7.** Análisis de la curva de fusión en la detección de los amplicones para los parásitos sanguíneos; a) Haemosporidia (curvas positivas) y b) *Leucocytozoon* (negativo) en pollos de *Bubo virginianus*.

El volumen de reacción de la PCR (20  $\mu$ L) contenía entre 20 y 100 ng de templado de ADN, 0.25  $\mu$ M de cada primer y Suprema NZYTaQ 2x Green Master Mix (NZYTech, Lda. Genes and Enzymes, Lisboa Portugal). Los productos de la PCR se recuperaron a partir de geles de agarosa al 20% y se purificaron usando el kit NZYGelpure. Las muestras fueron llevadas a secuenciar en la Unidad de Biología Molecular de la Universidad de Alcalá, estas se sometieron a secuenciación directa en un secuenciador automatizado ABI 3730 XL (Applied Biosystems).

Las secuencias para *Plasmodium* fueron obtenidas mediante PCR convencional con los primers PaluF: GGG TCA AAT GAG TTT CTG G y PaluR: DGG AAC AAT ATG TAR AGG AGT. Y para el caso de *Bartonella*, que también arrojó bandas positivas, se llevaron a secuencias con los primers P24E: CCT CCT TCA GTT AGG CTG G y P12B: GAG ATG GCT TTT GGA GAT TA.

Para evitar riesgos de contaminación se usaron diferentes conjuntos de pipetas y puntas con filtro. La extracción de ADN y la configuración de la PCR se realizaron siempre en diferentes cámaras de flujo laminar; para extracción de ADN, para alícuotas y para preparar

los amplicones. Controles negativos fueron añadidos en cada lote de PCR y un control positivo para cada par de primer.

### **6.8 Determinación de ectoparásitos**

Para poder observar estructuras importantes en la determinación de algunas especies, fue necesario aclarar piojos, pulgas y chinches con la técnica de Hidróxido de Potasio al 10% (Guzmán-Cornejo *et al.*, 2012) pero con algunas modificaciones en los tiempos de aclaración. En el caso de ácaros se trabajó con la técnica a base de Lactofenol. El trabajo se realizó en el Laboratorio de Acarología de la Facultad de Ciencias, UNAM. Los dípteros se mantienen preservados en alcohol al 70%. Las observaciones se hicieron en microscopio ZEISS AXIOSKOP 2, Contraste de fases 10-1 y 20-40 con intensidad de luz entre 5-6.

La descripción cuantitativa de los ectoparásitos fue basada en la terminología de Bush *et al.* (1997): *Riqueza*, que es el número de especies de ectoparásitos en una especie de hospedero; la *Prevalencia*, el número de hospederos infestados con 1 o más individuos de una especie de parásito o grupo taxonómico dividido por el número de hospederos examinados; y la *Intensidad media* de infestación, que es el número total de parásitos de una especie particular dividido por el número de hospederos infestados con ese parásito.

Todos los ectoparásitos se identificaron al taxón más específico posible, siguiendo las nomenclaturas ya establecidas para piojos (Clay, 1969, 1970; Price *et al.*, 2003; Price y Beer, 1963a, 1963b; Price y Hellenthal, 1988), para hipoboscidos (Miller, 2014, Wood, 2010) y para los siphonaptera (Acosta y Morrone, 2003; Ewing y Fox, 1943; Lewis, 2000). Para el caso de la chinche y los ácaros, fue necesario acudir a especialistas.

### **6.9 Esfuerzo realizado**

Se trabajaron tres temporadas reproductivas de *Bubo virginianus* (años 2014, 2015 y 2017) más los datos para dos nidos del año 2016 en el Valle de Santo Domingo. Un esfuerzo de 12 hr. por día fue empleado para la búsqueda y revisión de los sitios de anidación, a partir de las 7:00 a las 19:00 horas (Tabla II).

El área de muestreo se amplió y se intensificó cada año en área natural, debido a que con las temporadas de huracanes algunos nidos cayeron. De esta manera, un número mayor de nidos fue localizado en ambas áreas (Tabla II). Lo cual, también permitió aumentar la probabilidad de encontrar mayor número de nidos activos por Búho Cornudo principalmente en AN.

**Tabla II.** Esfuerzo realizado en campo para la toma de datos de datos reproductivos de *B. virginianus* en el Valle de Santo Domingo.

Año	No. Salidas	Días	No. nidos revisados		No. Observadores
			AF	AN	
2014	5	16	91	48	6
2015	7	26	107	102	5
2016	2	2	2	0	3
2017	7	22	138	121	5

### 6.10 Determinación del sexo

El sexo fue determinado en laboratorios particulares bajo el método estandarizado por Fridolfsson y Ellegren (1999). El método se basa en la detección de una diferencia de tamaño constante entre los intrones de los genes CHD1W y CHD1Z, mediante cebadores que flanquean el intron. Las hembras se caracterizan por mostrar uno (CDH1W) o dos fragmentos (CHD1W y CHD1Z), en cambio machos solo muestran un fragmento (CHD1Z) claramente diferente al femenino (CDH1W).

### 6.11 Análisis estadísticos

Se realizó estadística básica para cada parámetro de morfometría así como de química sanguínea. Pruebas de T-Student fueron realizadas para comparar las diferencias en las medias respecto a la productividad general entre AF y AN, así como entre años.

Pruebas de Chi-cuadrada se usaron para ver las diferencias entre el éxito de anidación entre parejas tempranas, intermedias y tardías para ver si aquellas parejas que iniciaban más temprano su reproducción lograban tener mayor éxito, y entre las áreas de estudio. También se realizó una prueba G para confirmar las diferencias entre el éxito de anidación entre áreas, inicio de reproducción y entre años (Zar, 2010).



Se realizaron regresiones lineales simples (correlaciones de Pearson) entre el peso y los valores morfo-métricos, entre el índice de masa escalado resultante con los parámetros de química sanguínea y los valores de fracciones proteicas. El valor de confianza utilizado fue del 95%. La significancia estadística establecida fue  $P < 0.05$ . En algunas variables se hizo la transformación logarítmica para hacer un ajuste en los valores altos y distribuir los valores bajos (Zar, 2010).

También se usaron pruebas de análisis de varianza de una vía para evaluar si existían diferencias entre las variables (dependientes) de química sanguínea con el sexo (factor) de los volantones o entre años. También se aplicó una prueba de Kolmogorov Smirnov para evaluar normalidad; si esta no se cumplió, se usó una prueba no paramétrica de Mann-Whitney (Zar, 2010). A la vez se aplicó una prueba de T pareada para muestras independientes por grupo (año, sexo) para evaluar diferencias entre grupos.

Se realizó un análisis de autocorrelación espacial con el Índice de Moran (Fortin y Dale, 2005), para determinar si la proximidad de los nidos de *B. virginianus* dentro del área de estudio influye entre sí en la prevalencia y abundancia de ectoparasitos. Para este análisis se usó el vecino cercano, K-Nearest orden 4 con el Software GeoDa (1.12.1.59, 2017).

### **6.11.1 Modelos estadísticos**

Para establecer la relación entre los factores ambientales y biológicos con el éxito de anidación y condición de salud e intensidad de infestación de parásitos en los volantones por área de muestreo, se emplearon modelos estadísticos basados en regresiones lineales múltiples. Estos modelos permiten determinar las variables que contribuyen significativamente a explicar el éxito de anidación, la condición de salud y la intensidad de la infestación.

De acuerdo a su poder explicatorio, usamos los modelos lineales generalizados (GLM) para aquellas variables relacionadas con la condición de salud (presencia y abundancia de parásitos, y con IME), que fueron consideradas las variables dependientes, las independientes fueron los parámetros bioquímicos tales como triglicéridos, magnesio, urea,

ácido úrico, bilirrubina, proteína total, así como las variables asociadas a cambios por actividad humana como la distancia al borde del fragmento, a cultivos y a ranchos. Se usaron modelos con una distribución Binomial, con error binomial y una función de enlace *logit* (Crawley, 2013; Lüdtke *et al.*, 2013) y con una distribución Poisson.

Un GLM incluye tres componentes: un predictor lineal, una función de error y una función de enlace. El predictor lineal (LP) es definido como la suma de los efectos de las variables explicatorias:

$$LP = a + bx + cx_2 + \dots \quad (2)$$

Donde  $x_1$ ,  $x_2$  son las variables explicatorias, ya sea variables cuantitativas o factor categorico y  $a$ ,  $b$ ,  $c$  son los parámetros que definen el efecto de la variable explicatoria en LP, y por tanto en el valor predicho de la variable respuesta.

La función de error depende de la naturaleza de la variable respuesta. Para variables binarias (presencia/ausencia) una función de error binomial es adecuada y para para variables categóricas una Poisson.

Se usaron los modelos lineales generalizados (GLM) para describir la relación de las variables respuesta (dependiente) con las variables explicativas (independientes). Estos modelos permiten incorporar los efectos que, se asume, afectan la variación de la respuesta y también modelan estructuras de covarianzas y de correlaciones más afines a las que se presentan en la realidad, liberando del supuesto de independencia y de normalidad (Bolker *et al.*, 2009; Crawley, 2013). Para hacer el ajuste en los modelos, a algunas variables se les hizo transformación logarítmica. Fue usado el paquete estadístico R Studio (Deducer, 2015).

## 7. RESULTADOS

Un total de 261 nidos fueron ubicados y a los cuales se les dio seguimiento, entre el 34-48% estuvieron situados en el AN y entre el 51-61% en AF (Tabla III). Del total de nidos un bajo porcentaje fue activo por el búho (entre 5 - 5.8% entre años) en el AN, y entre el 9 y 13% entre años en el AF. Un porcentaje alto de nidos se encuentran inactivos tanto en AN (34-52 %) como en AF (48-66%). La ocupación de nidos por otras especies (*Caracara cheriway*, *Parabuteo unicinctus* y *Tyto alba*) a finales del periodo de anidación del Búho Cornudo fue mayor en los años 2014 y 2015, contrario a lo ocurrido en el 2017, donde sólo *C. cheriway* fue observado.

**Tabla III.** Total de nidos localizados, revisados y activos por *Bubo virginianus* durante las temporadas reproductivas 2014-2017 para cada área de estudio en el Valle Santo Domingo.

Año	Área	Revisados	No activos	Activos Búho	Otras especies	Caídos
2014	Natural	70	18	7	23	22
	Fragmentada	113	35	18	38	22
	Total	183	53	25	61	44
2015	Natural	102	50	12	40	0
	Fragmentada	107	52	19	36	0
	Total	209	102	31	76	0
2017	Natural	121	91	14	4	12
	Fragmentada	140	90	23	17	10
	Total	261	181	37	21	22

En el año 2015 y 2017 se hizo el manejo de los polluelos-volantones para coleccionar las muestras (ectoparásitos y sangre) y tomar las medidas morfométricas. A 36 polluelos entre los 40 y 44 días de edad les fueron tomados los datos correspondientes. Para ello, se realizaron salidas independientes a las realizadas para el seguimiento de la reproducción. El tiempo invertido en cada muestreo fue de 2 a 3 horas por sitio de anidación, un total de 111 horas se invirtieron para hacer el manejo y colecta. Por otro lado, para la caracterización de la vegetación en 37 sitios de anidación se invirtieron 80 horas de trabajo distribuidas en 8 días con el apoyo de 5 personas.

### 7.1 Estructuras de Anidación

Siete distintas estructuras conteniendo los nidos fueron usadas para la reproducción del búho *B. virginianus*. En el área natural las principales estructuras fueron la cactácea columnar Cardón (*Pachycereus pringlei* 93.5%). En el área fragmentada fue más diversa, favorecida por cultivos y ranchos que rodean los fragmentos de vegetación nativa, pero fue el Cardón (77.5%) la más importante; le siguieron las estructuras de especies exóticas como el Guamúchil (*Pithecellobium dulce*; 5%), la Palma Datilera (*Phoenix dactylifera* 2.5%), casuarina (*Casuarina* sp. 5%), árbol frutal de Naranja (*Citrus* sp. 2.5%), el eucalipto (*Eucalyptus* sp. 2.5%) y un Mesquite nativo (*Prosopis glandulosa* 2.5%) (Tabla IV).

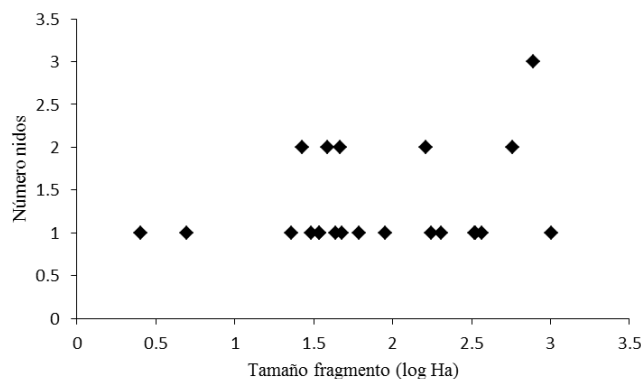
**Tabla IV.** Estructuras donde se ubicaron los nidos usados por *Bubo virginianus* en el Valle Santo Domingo, B.C.S. Se presenta el número de estructuras por área.

<b>Estructura Anidación</b>	<b>Nombre científico</b>	<b>Natural</b>	<b>Fragmentada</b>
Cardón	<i>Pachycereus pringlei</i>	29	30
Pitaya dulce	<i>Stenocereus thurberi</i>	1	0
Mezquite	<i>Prosopis</i> sp.	0	1
Palma datilera	<i>Phoenix dactylifera</i>	0	1
Palo fierro	<i>Prosopis palmeri</i>	0	1
Huamúchil	<i>Pithecellobium dulce</i>	0	2
Eucalipto	<i>Eucalyptus</i> sp.	0	1
Naranja	<i>Citrus sinensis</i>	0	1
Casuarina	<i>Casuarina</i> spp.	0	2
Puente vehicular		1	0

### 7.2 Densidad de parejas

Conforme se intensificó el muestreo en la zona natural se logró mayor ubicación de sitios de anidación. Las parejas del búho que intentaron reproducirse fueron; 33 en natural y 60 en fragmentada. La densidad de nidos activos ( $n = 79$ ) fue de 0.010 parejas/km<sup>2</sup> en el AN y de 0.041 parejas/km<sup>2</sup> en AF. El Búho Cornudo se reproduce una vez al año, sin embargo, dos intentos de re-anidación fueron registrados, uno en cada área después de un evento de depredación; no tuvieron éxito en ambos casos. Varios nidos usados por los búhos en el área fragmentada fueron localizados en fragmentos pequeños (22 a 150 ha) (Fig. 8). Del

total de parejas, aquellas que anidaron durante 2014-2015 fueron más exitosas (16% AN y 60% AF) que las del año 2016-2017 donde únicamente AF (23%) tuvo éxito (Tabla V).



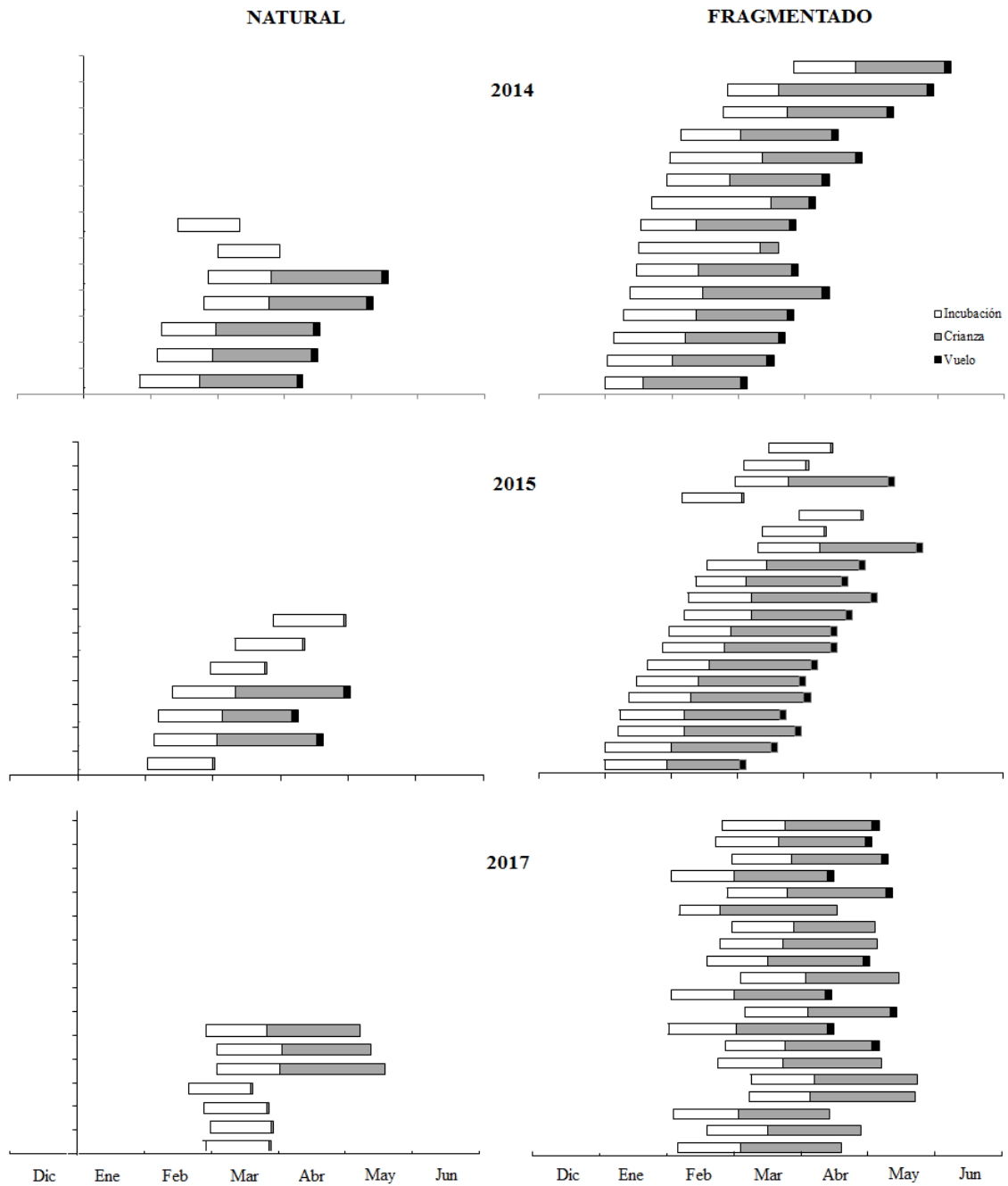
**Figura 8.** Número de nidos del Búho Cornudo por tamaño de fragmento en el AF.

### 7.3 Cronología reproductiva

La temporada reproductiva de *B. virginianus* en Baja California Sur (latitud entre 24° y 25°) dura alrededor de 6 meses, inicia en el mes de Diciembre y finaliza a mediados de Mayo. La especie reutiliza los nidos construidos por otras aves rapaces diurnas; Caracara Crestado (*Caracara cheriway*) y el Halcón de Harris (*Parabuteo unicinctus*).

En promedio, la mayoría de los nidos en el 2014 iniciaron la puesta el 17 de enero, mientras que en el 2015 y 2017 ocurrió hacia el 15 de febrero en la categoría de etapa intermedia, siendo en el AF donde se inicia más temprano la reproducción; en la natural ocurrió alrededor del 21 de febrero. En el año 2017 se registró un mayor número (7) de nidos durante la etapa tardía, marzo. De los cuales, sólo uno en AF tuvo éxito.

Al evaluar diferencias entre las categorías de los tiempos de puesta (temprana, intermedia y tardía) para los nidos exitosos en los tres años, se registraron diferencias significativas en el inicio de la puesta ( $G = 5.4$ ,  $df: 2$ ,  $P = 0.004$ ): los nidos con puesta más temprana (diciembre-enero) en el AF tuvieron mayor éxito reproductivo que aquellos nidos donde la puesta ocurrió a finales de febrero y marzo (Fig. 9).



**Figura 9.** Cronología reproductiva de *Bubo virginianus* en el Valle de Santo Domingo, durante los años 2014, 2015 y 2017. Cada barra representa un nido activo.

## 7.4 Productividad

### 7.4.1 Productividad global

Un total de 179 huevos fueron puestos en 79 nidos activos, con un promedio de tamaño de puesta de  $1.8 \pm 0.5$  en el AN (rango, 1-3) y de  $2.5 \pm 0.7$  (rango, 1-4) en AF. Los huevos fueron puestos de manera asincrónica (Fig. 8). Se observaron dos intentos de remplazo de anidación. En el periodo de estudio, 136 jóvenes polluelos lograron emplumar (alrededor de los 20 días de edad). La media fue de  $0.9 \pm 1.02$  polluelos por nido ocupado para AN y de  $2.07 \pm 1.06$  para AF. El éxito de anidación general fue de 112 jóvenes volantones, cuyo primer vuelo fue alrededor de los  $40 \pm 4$  días de edad (Tabla V). Es decir, sólo el 31.6% fue exitoso en AN, ya que varios fueron depredados o abandonados en etapa de incubación y en la primer semana posterior a la eclosión. En el caso del AF, el 68.3% fueron exitosos.

Se encontraron diferencias significativas entre los parámetros reproductivos de AN vs el AF ( $\chi^2 = 6.3$ ,  $gl = 2$ ,  $P = 0.04$ ), siendo esta última mayor en tamaño de puesta ( $t_{59} = -4.2$ ,  $P < 0.001$ ), en pollos que logran llegar a los 20 días de edad ( $t_{48} = -4.4$ ,  $P < 0.001$ ) y en volantones que logran salir del nido ( $t_{56} = -4.5$ ,  $P < 0.001$ ) (Fig. 10).

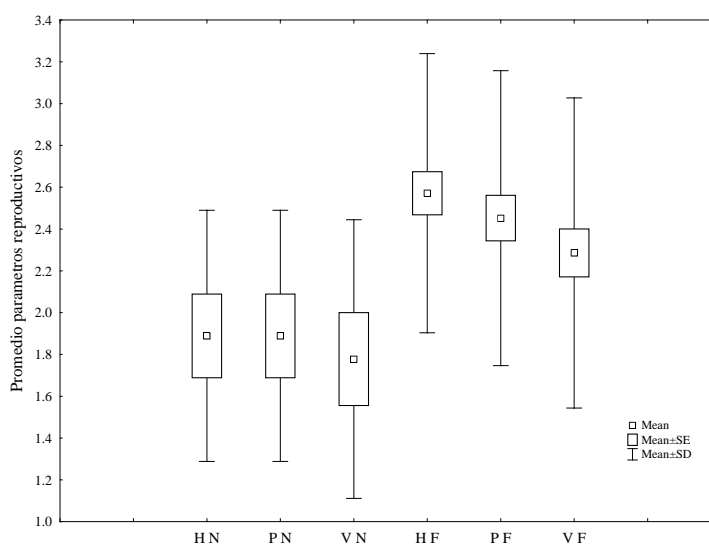
Los volantones se mantuvieron próximos a su nido una semana posterior a su primer vuelo; posados ya sea en arbustos o bien en los cardones. Después ya no se les veía cerca, se desconoce la tasa de sobrevivencia de estos jóvenes.

**Tabla V.** Parámetros reproductivos en *B. virginianus* en el Valle Santo Domingo, durante el monitoreo de 3 periodos reproductivos. Se presenta medias  $\pm$  el ES.

	2014		2015		2017		Total	
	AN	AF	AN	AF	AN	AF	Natural	Fragmentado
Parejas en intento	1	0	2	2	5	4	8	6
Parejas activas	7	18	10	17	8	19	25	54
Huevos	10	45	22	47	14	41	$1.8 \pm 0.11$	$2.5 \pm 0.10$
Pollos	9	45	13	37	2	30	$0.9 \pm 0.2$	$2.07 \pm 0.14$
Volantones	5	41	11	35	0	20	$0.6 \pm 0.19$	$1.7 \pm 0.16$
Productividad nidos exitosos							$1.7 \pm 0.2$	$2.3 \pm 0.11$

### 7.4.2 Productividad (nidos exitosos)

Considerando sólo los nidos que tuvieron éxito ( $N = 51$ ), al comparar los valores medios entre las 2 áreas, no hubo diferencias entre los volantones producidos ( $t_{49} = -1.8$ ,  $P > 0.05$ ), pero sí, en relación al tamaño de puesta ( $t_{49} = -2.8$ ,  $P = 0.006$ ) y el número de pollos que eclosionan por nido ( $t_{49} = -2.2$ ,  $P = 0.006$ ) siendo mayor el AF (Fig. 10, Tabla V). Aunque el AF es más productiva en número de huevos y pollos, lograr nidos exitosos en cuanto a volantones promedio similar en ambas áreas.

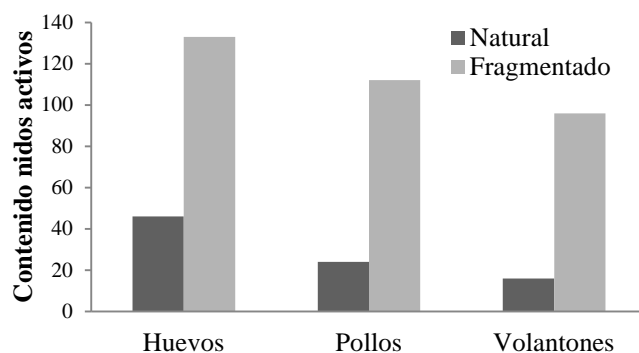


**Figura 10.** Valores promedio de los parámetros reproductivos en nidos exitosos de *B. virginianus* en el Valle Santo Domingo durante años. H, huevo; P, pollo; V, volantón, N, natural; F, fragmentado.

### 7.4.3 Productividad dentro de áreas

Al comparar entre el tamaño de puesta y el éxito de eclosión dentro de cada área se observaron diferencias ( $t_{37} = 3.7$ ,  $P < 0.001$ ) al igual que con el éxito de volantones ( $t_{38} = 5.4$ ,  $P < 0.001$ ) para AN. Así como dentro del AF; huevos y pollos ( $t_{93} = 2.2$ ,  $P = 0.028$ ) y con volantones ( $t_{88} = 3.6$ ,  $P < 0.001$ ) (Fig. 11).





**Figura 11.** Número total de los parámetros reproductivos por área en nidos activos de *B. virginianus* del Valle Santo Domingo, B.C.S.

#### *Comparación entre años*

No se registraron diferencias respecto a los nidos exitosos entre años, siendo similar para las temporadas entre ambas áreas, AN y el AF ( $G = 5.61$ ,  $gl = 2$ ,  $P > 0.05$ ).

#### **7.4.4 Nidos reutilizados**

Del total de nidos activos durante el año 2014, 35.4% fueron nidos reutilizados en el 2015 ( $n = 11$ ), tres en AN y ocho en AF. En el 2017 fue el 29.6% ( $n = 8$ ) del total de nidos activos en la zona de estudio y sólo fue observado en AF, ninguno en AN. En este año hubo mayor número de nidos nuevos (8 en AN, 17 en AF) y sólo 10 fueron exitosos en el AF, los de AN fracasaron. El número de nidos reusados y nuevos, es mayor en el AF ( $G = 4.3$ ,  $gl = 1$ ,  $P < 0.05$ ), así como el número de volantones que salen del nido ( $G = 5.2$ ,  $gl = 1$ ,  $P < 0.05$ ). En este año 2017, la mayoría de los nidos fueron nidos nuevos para Búho Cornudo. Tres nidos fueron reutilizados por 2 años consecutivos, uno de ellos no tuvo éxito.

#### **7.4.5 Fracaso de anidación**

La principal causa observada del fracaso de anidación fue el abandono de nidos durante la incubación en 2014 y 2015. De las 10 parejas que iniciaron la puesta en marzo para el año 2015 (tardía) sólo tres fueron exitosas (30%), varios nidos con huevo y 2 más con pichones de una semana de edad fueron abandonados. Durante el 2017, también fue frecuente el

abandono en etapa de incubación además de la depredación de huevos por *Caracara cheriway* y otro animal que no fue posible observar, que también depredó los huevos de *C. cheriway*, en total siete nidos en AN y cinco en AF.

En el caso de polluelos y volantones (edad entre 28 y 40 días) se observó la depredación por Gato montés (*Lynx rufus*) durante los 3 años de monitoreo, siendo más notoria en el año 2017 en ambas áreas (un nido en AN y dos AF). También en volantones, se observaron 3 casos de muerte por colisión con vehículos durante sus primeros vuelos.

## **7.5 Condición corporal**

### **7.5.1 Proporción de sexos**

Se pudo determinar el sexo a 35 polluelos. La proporción de sexos para toda el área de estudio fue de (M:H = 1.5:0.6). Ello indica una proporción de machos en los 2 años de casi 3 veces más que hembras. Al analizar por los años de muestreo, en el año 2015 la mayoría de los polluelos volantones fueron machos (M:H = 2.14:0.4); en cambio en el 2017, la mayoría de los polluelos fueron hembras, pero con una proporción muy similar (M:H = 0.85:1.12).

### **7.5.2 Química sanguínea**

Trece variables de química sanguínea fueron evaluadas (Anexo B) en 33 volantones (Tabla VI). También se presentan los valores para dos únicos volantones que fue posible muestrear de AN, pero que no es posible comparar con el AF debido al bajo número de muestra.

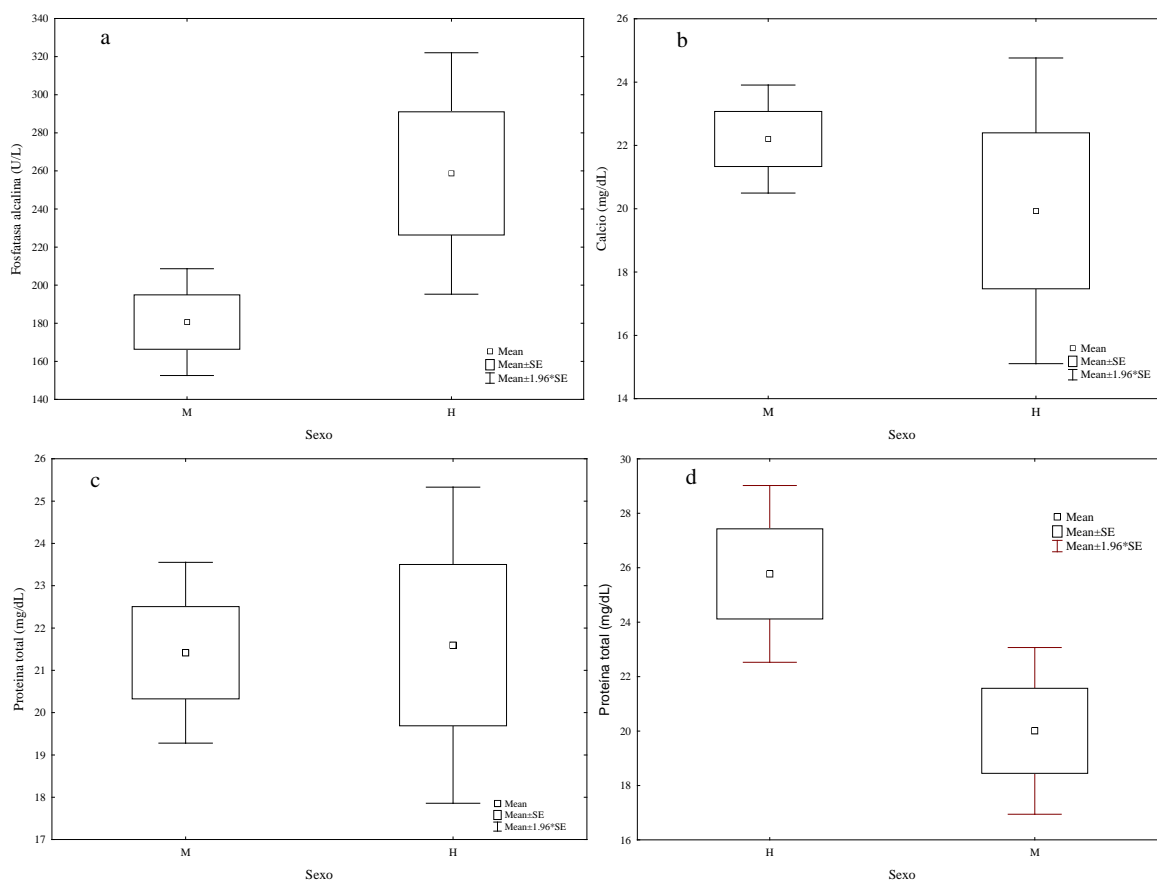
Respecto a los parámetros de química sanguínea al considerar el AF, se registraron diferencias entre años para glucosa ( $t_{29} = -2.2$ ,  $P = 0.03$ ), magnesio ( $t_{29} = -3.2$ ,  $P = 0.003$ ), ácido úrico ( $t_{29} = 4.3$ ,  $P = 0.0001$ ), fósforo ( $t_{26} = 3.06$ ,  $P = 0.004$ ) y fosfatasa alcalina ( $t_{26} = -2.83$ ,  $P = 0.008$ ). Al hacer la comparación entre sexos solo hubo diferencia respecto a fosfatasa alcalina ( $t_{26} = -2.4$ ,  $P = 0.01$ ) (Fig. 12a).

Al hacer una ANOVA para determinar los efectos en conjunto, se observan diferencias entre los parámetros de colesterol ( $F = 6.5$ ,  $P = 0.01$ ), magnesio ( $F = 10.7$ ,  $P = 0.002$ ), en ácido úrico ( $F = 20.4$ ,  $P < 0.001$ ) y en fosfatasa alcalina ( $F = 11.1$ ,  $P = 0.002$ ).

**Tabla VI.** Concentración de parámetros del plasma sanguíneo y masa corporal en pollos de *B. virginianus* en el Valle Santo Domingo, B.C.S. Los valores son dados en media  $\pm$  desviación estandar, las unidades en mg/dL, excepto para fosfatasa alcalina (U/L); entre paréntesis se da el tamaño de muestra.

Parámetros	AN 2015 (2 ♂)	AF 2015		AF 2017	
		♀	♂	♀ (5)	♂ (6)
Peso (g)	803.4 $\pm$ 26	696.6 $\pm$ 50.4 (7)	663.5 $\pm$ 69.3 (12)	642.5 $\pm$ 94.2	587.6 $\pm$ 52
Glucosa	236.5 $\pm$ 12.7	279.5 $\pm$ 32.6 (7)	304 $\pm$ 58.3 (12)	347.2 $\pm$ 67.6	332.4 $\pm$ 66.8
Triglicéridos	29.8 $\pm$ 0.7	24.5 $\pm$ 2.6 (7)	30.6 $\pm$ 8 (12)	31.7 $\pm$ 5.7	27.5 $\pm$ 6.4
Colesterol	149.7 $\pm$ 15.1	164.3 $\pm$ 67.3 (7)	218.6 $\pm$ 45.9 (12)	188.9 $\pm$ 41.9	147 $\pm$ 37.8
Hemoglobina	25.7 $\pm$ 0.5	28.2 $\pm$ 7.2 (7)	33.2 $\pm$ 11.6 (12)	--	--
Calcio	20.3 $\pm$ 1.5	20.5 $\pm$ 1.01 (7)	23.3 $\pm$ 2.8 (12)	24.4 $\pm$ 8.5	20.4 $\pm$ 5
Magnesio	2.4 $\pm$ 0.2	2.7 $\pm$ 0.45 (7)	2.8 $\pm$ 0.36 (12)	4.3 $\pm$ 2.2	4 $\pm$ 0.1
Proteína total	13.6 $\pm$ 0.9	17.3 $\pm$ 5.5 (7)	22.9 $\pm$ 4.2 (11)	25.9 $\pm$ 4.6	20 $\pm$ 3.8
Urea	30.5 $\pm$ 1.8	19.2 $\pm$ 9.1 (6)	21 $\pm$ 8.5	24.9 $\pm$ 7.1	24.3 $\pm$ 2.5 (5)
Ácido úrico	10.4 $\pm$ 0.2	8.7 $\pm$ 5.03 (5)	13.9 $\pm$ 6.4 (10)	5.1 $\pm$ 1.6	3.9 $\pm$ 1.0
Bilirrubinas	0.3 $\pm$ 0.2	4.6 $\pm$ 5.8 (5)	18.3 $\pm$ 14.5 (10)	18.7 $\pm$ 4.5	15.8 $\pm$ 3.5
Fosforo	9.4 $\pm$ 0.6	22.5 $\pm$ 27.4 (5)	37.1 $\pm$ 30 (10)	5.7 $\pm$ 2.2	4.3 $\pm$ 1.3
Creatinina	2.8 (1)	2 $\pm$ 0.5 (5)	2.2 $\pm$ 1.1 (10)	2.6 $\pm$ 1.7	2.1 $\pm$ 0.7
Fosfatasa alcalina	157.1 $\pm$ 54.8	237.3 $\pm$ 111.8 (5)	149 $\pm$ 36.1 (10)	274.2 $\pm$ 126.3	243.7 $\pm$ 35

La concentración de algunos parámetros de química sanguínea fue diferente entre sexos; para el año 2015 las hembras presentaron mayor concentración en fosfatasa alcalina ( $t_{17} = -2.3$ ,  $P = 0.03$ ), mientras que los machos en calcio ( $t_{17} = -2.4$ ,  $P = 0.02$ ) y proteínas totales ( $t_{16} = -2.4$ ,  $P = 0.02$ ). En el año 2017, sólo difirieron en la concentración de proteína total, siendo mayor la concentración en las hembras ( $z = 2.37$ ,  $P = 0.02$ ; Fig. 12b).



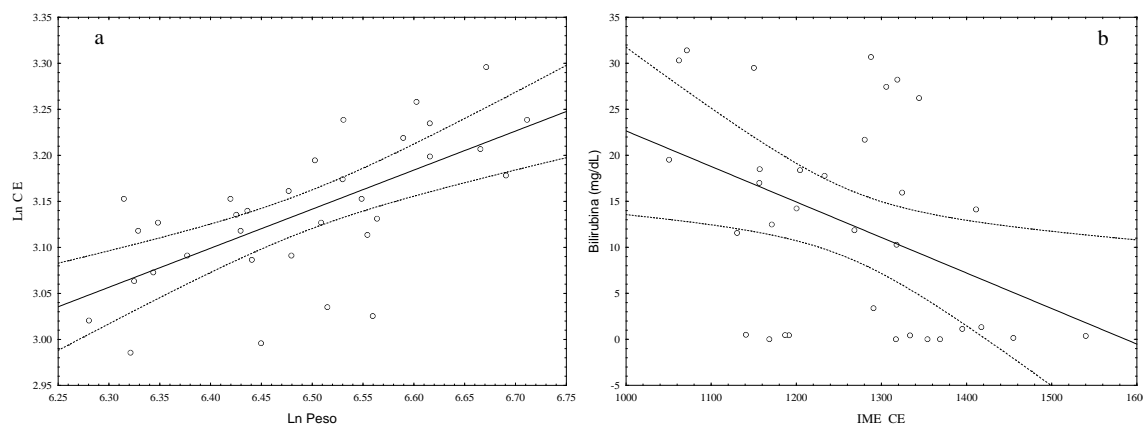
**Figura 12.** Variación en la media de la concentración de fosfatasa alcalina, calcio y variación media de proteína. a) Fosfatasa alcalina; b) calcio; c) concentración de proteína por sexo 2015 y d) 2017. H, hembra; M, macho. Se presenta la media y su error estándar.

### 7.5.3 Índice de masa escalado

Se tomaron datos morfométricos a 33 polluelos; la mayoría (31) provienen de nidos ubicados en el AF. El peso promedio de los pollos fue  $654.2 \pm 73.1$  g. Sólo dos polluelos de un nido fueron muestreados en el AN; su peso fue de  $803.4 \pm 26$  g.

Al juntar los valores de todos los volantones muestreados, incluidos los dos de AN, existieron correlaciones significativas del peso con pico completo, culmen y tarso, pero la correlación fue más fuertemente significativa con la longitud de culmen expuesto ( $r = 0.65$ ,  $P = 0.00003$ ; Fig. 13a) y con la longitud total del pico ( $r = 0.62$ ,  $P = 0.00009$ ).

El índice de masa escalado (que es una condición resultante de los residuales de estas regresiones de peso y longitud total de pico) se correlacionó de forma negativa con la concentración de bilirrubina ( $r = 0.40$ ,  $P = 0.01$ ).



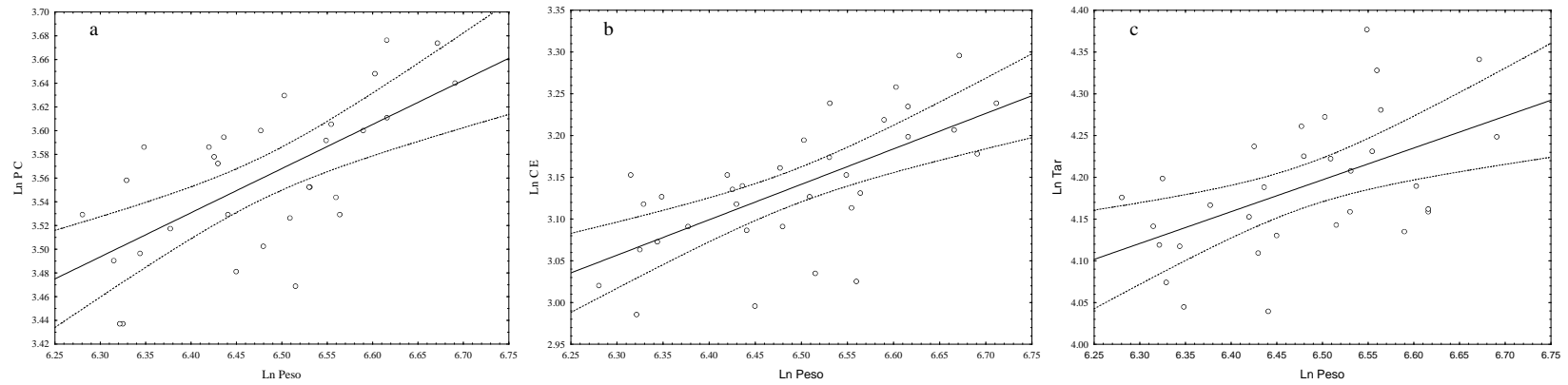
**Figura 13.** Relación entre el peso y la longitud de culmen expuesto (a) y (b), concentración de bilirrubina relacionada negativamente con los residuales de la regresión del IME para culmen expuesto (IME CE) de los volantones en el Valle Santo Domingo, BCS.

Por otro lado, al excluir los valores de los polluelos de AN para no mezclarlos con los del AF, se observó una correlación del peso con tres variables morfométricas en los volantones de AF, la más alta fue la longitud de pico completo (Tabla VII, Fig. 14a). En el caso del IME resultante, este también se correlacionó negativamente con una sola variable, pero fue la concentración de urea ( $r = -0.383$ ,  $P = 0.04$ ; Fig. 15).

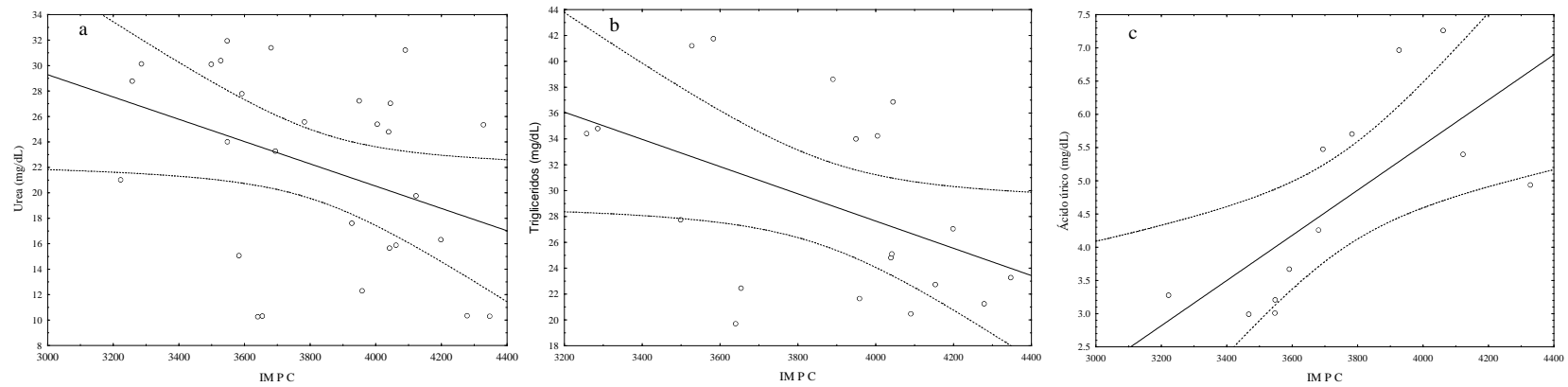
**Tabla VII.** Coeficiente de correlación entre peso y las variables morfométricas de volantones de *B. virginianus* del AF del Valle de Santo Domingo, B.C.S.  $n = 31$ . Se muestra en negritas las correlaciones significativas y con \* la de mayor significancia.

Longitud	Media $\pm$ DS	Peso	
		r	p
Cuerda alar	213.7 $\pm$ 33.4	- 0.044	0.8158
Total	309.4 $\pm$ 37.5	0.4059	<b>0.0235</b>
Tarso	66.1 $\pm$ 5.4	0.526	<b>0.0024</b>
Culmen	23 $\pm$ 1.8	0.6195	<b>0.0002</b>
Pico completo	35.2 $\pm$ 2.2	0.6569	<b>0.00006*</b>

Al hacer la correlación separando años en AF, encontramos una regresión negativa entre el IME con triglicéridos en los volantones del año 2015 ( $r = 0.45$ ,  $P = 0.04$ ), y una positiva con ácido úrico ( $r = 0.70$ ,  $P = 0.01$ ) durante el año 2017 (Fig. 15).



**Figura 14.** Relación entre peso y la longitud de pico completo (a), de culmen expuesto (b) y de tarso (c) con mejor correlación para el índice de masa escalado (IME) de los volantes del AF.



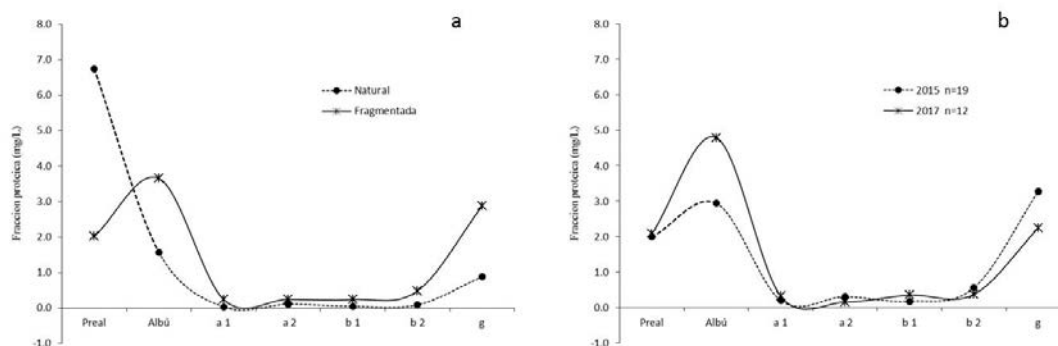
**Figura 15.** Relación entre la concentración de urea (a), triglicéridos (b) y ácido úrico (c) con los residuos de la regresión del IME de pico completo en AF.

### 7.5.4 Fracciones de proteínas

A 33 volantones se les determinó la concentración total de proteína y las fracciones proteicas, pre-albumina (PA), albumina (A),  $\alpha$  y  $\beta$  (proteínas de fase aguda) y  $\gamma$  (inmunoglobulinas). Dos volantones fueron del AN, cuyos valores de estas dos aves reflejan una posible diferencia (Fig. 14) pero dado el pequeño tamaño de muestra no es posible hacer la comparación estadística entre áreas. La tabla VIII muestra los valores promedio para cada parámetro proteico.

Al separar los datos del área fragmentada para sólo comparar entre años de muestreo, se observaron diferencias en la concentración de la proteína albúmina ( $Z = -2.27$ ,  $P = 0.02$ ) y  $\beta$ -1 ( $Z = -2.43$ ,  $P = 0.01$ ) siendo mayor para el año 2017; la  $\alpha$ -2 ( $Z = 3.7$ ,  $P < 0.01$ ) fue mayor para los volantones del año 2015 (Fig. 16).

En cuanto a los sexos, se registró diferencia en la concentración de  $\beta$ -1 ( $t_{17} = -2.8$ ,  $P = 0.007$ ), siendo mayor en hembras.

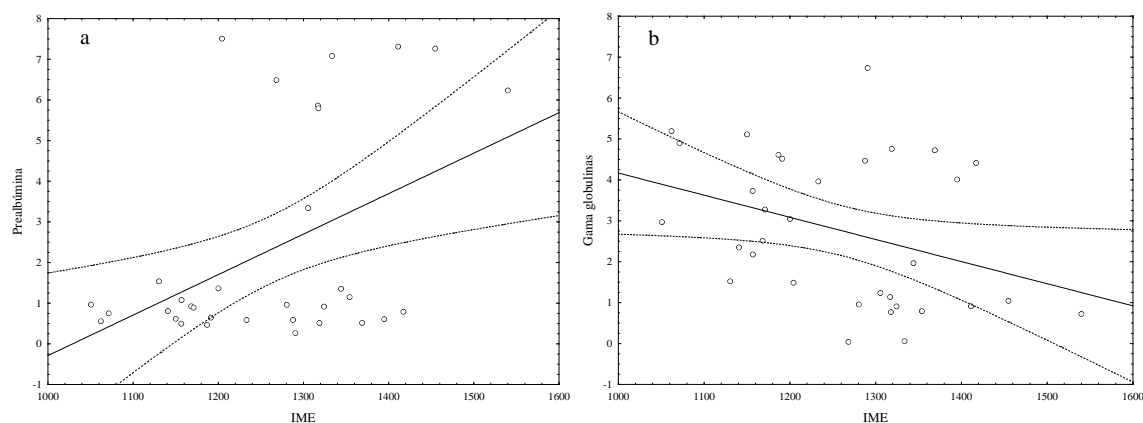


**Figura 16.** Concentración de las fracciones proteicas en ambas áreas (a) y entre años (b).

Al hacer los análisis por años, en el 2015 las hembras presentaron mayor concentración en los parámetros de  $\alpha$ -1 ( $t_{17} = 2.2$ ,  $P = 0.03$ ),  $\beta$ -1 ( $t_{17} = 3.5$ ,  $P = 0.002$ ) y la relación A/G ( $t_{17} = 2.6$ ,  $P = 0.01$ ); los machos mostraron diferencias en las gama-globulinas ( $t_{17} = -2.5$ ,  $P = 0.01$ ). No hubo diferencias entre sexos para el año 2017 ( $F = 1.27$ ,  $P > 0.05$ ).



La correlación del IME del culmen expuesto con los parámetros de proteinogramas, resultó positivo con prealbúmina ( $r = 0.45$ ,  $P < 0.01$ ) y negativo con las  $\gamma$ -globulinas ( $r = -0.35$ ,  $P < 0.05$ ; Fig. 17). Para el IME de datos usando los valores únicamente de AF, no hubo correlación con ninguna fracción de proteína.



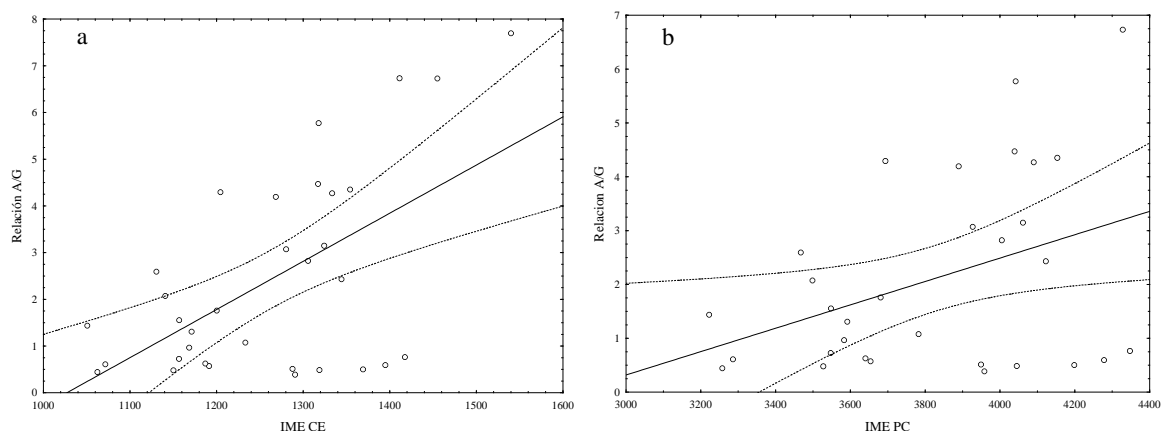
**Figura 17.** Relación entre el índice de masa escalado de culmen expuesto y la concentración de prealbúmina (a) y las gama globulinas (b).

**Tabla VIII.** Valores de los parámetros de la electroforesis de proteínas plasmáticas de volantes del Búho Cornudo en el Valle Santo Domingo. Los valores son dados en media  $\pm$  desviación estándar. Entre paréntesis, el tamaño de muestra.

Parámetro g/L	AN 2015 (2 ♂)	2015		2017	
		♀ (7)	♂ (12)	♀ (6)	♂ (6)
Proteína total	9.4 $\pm$ 0.1	9.9 $\pm$ 0.6	9.1 $\pm$ 1.1	10.1 $\pm$ 1.2	9.8 $\pm$ 1.08
Prealbúmina	6.7 $\pm$ 0.7	3.2 $\pm$ 3	1.2 $\pm$ 1.6	0.9 $\pm$ 0.3	3.2 $\pm$ 3.2
Albumina	1.5 $\pm$ 0.6	3.4 $\pm$ 2.1	2.6 $\pm$ 0.4	5.5 $\pm$ 1.4	4 $\pm$ 1.9
$\alpha$ -1	0.03 $\pm$ 0.004	0.3 $\pm$ 0.4	0.09 $\pm$ 0.02	0.2 $\pm$ 0.1	0.4 $\pm$ 0.2
$\alpha$ -2	0.1 $\pm$ 0.01	0.3 $\pm$ 0.1	0.2 $\pm$ 0.1	0.1 $\pm$ 0.1	0.1 $\pm$ 0.05
$\beta$ -1	0.05 $\pm$ 0.02	0.2 $\pm$ 0.1	0.1 $\pm$ 0.04	0.4 $\pm$ 0.2	0.2 $\pm$ 0.1
$\beta$ -2	0.09 $\pm$ 0.06	0.3 $\pm$ 0.4	0.6 $\pm$ 0.3	0.4 $\pm$ 0.1	0.3 $\pm$ 0.1
$\gamma$ -globulinas	0.8 $\pm$ 0.2	1.8 $\pm$ 2	4 $\pm$ 1.6	2.4 $\pm$ 1.3	2 $\pm$ 0.9
A/G	7.2 $\pm$ 0.6	3.1 $\pm$ 2	1.1 $\pm$ 1.2	2.04 $\pm$ 1.01	2.9 $\pm$ 2.1

Los resultados de la relación de Albuminas/Globulinas (A/G) mostraron una relación positiva con el índice de masa escalado (IME) de culmen expuesto ( $r = 0.45$ ,  $P = 0.009$ ) (Fig. 18a), y pico completo únicamente para aquellos volantes del AF ( $r = 0.39$ ,  $P = 0.02$ ;

Fig. 18b). Al hacer la separación por años de los volantones de AF, el A/G no mostró diferencias significativas ( $t_{29} = -1.02$ ,  $P = 0.31$ ).



**Figura 18.** Muestra la relación positiva entre el índice de masa escalado del culmen expuesto (a) y de pico completo (b) con la relación de albumina y globulinas (A/G).

### 7.6 Ectoparásitos en *Bubo virginianus*

En 15 nidos se tomaron muestras de ectoparásitos, para el análisis de prevalencias en los pollos. Un total de 35 volantones fueron revisados, la mayoría fueron del AF (31 de 13 nidos), y sólo dos de un nido dentro del AN, el cual fue excluido de los análisis. Dos volantones de un nido que se ubicó en vegetación continua pero al borde de cultivos (0.7 km), decidimos considerarlos dentro del AF dada la corta distancia de la influencia agrícola. Cerca del 61% ( $n = 21$ ) tuvo al menos una especie de ectoparásito. Del total, catorce volantones fueron ubicados en 10 nidos dentro de los fragmentos de vegetación nativa, y cinco fueron en nidos situados en granjas y/o cultivos.

Varias especies de ectoparásitos registradas son hematófagas. Las moscas piojo de la familia Hippoboscidae se presentaron en un 26% de los volantones, mientras que los piojos Phthiraptera (Amblycera) y los ácaros Mesostigmata tuvieron una prevalencia del 23% y 6% respectivamente. La pulga (Siphonaptera) y la ninfa de un Hemiptera fueron registros raros (Tabla IX, Fig. 19).

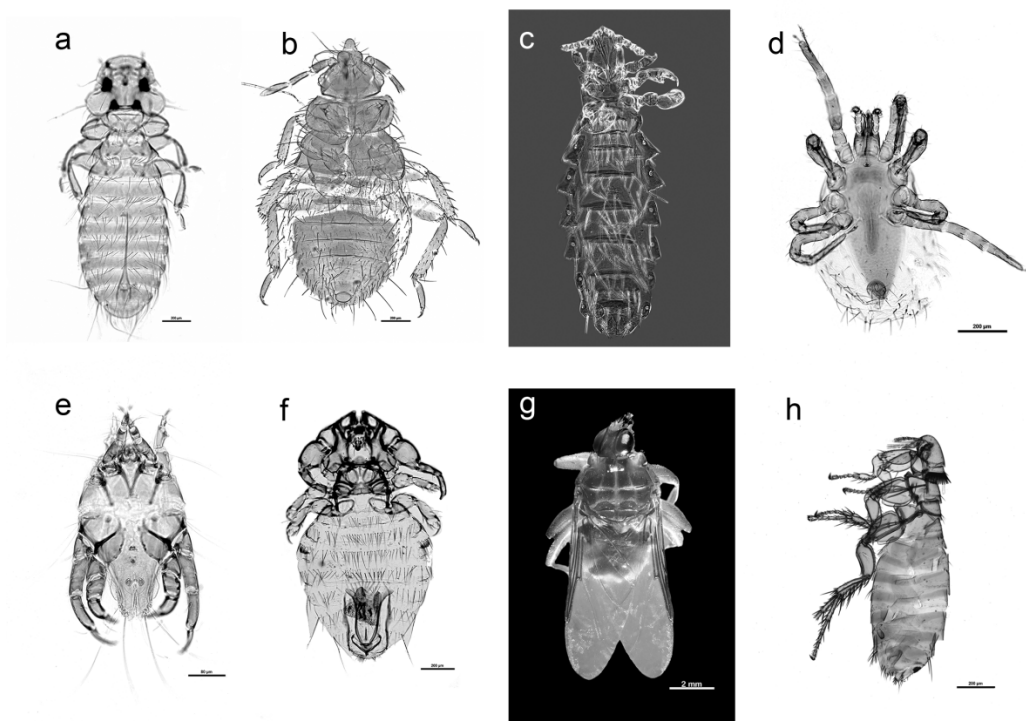
Un total de 81 individuos de ectoparásitos fueron colectados, 69 hematófagos y 12 comensales. Ocho taxas se registraron, con un índice de diversidad de  $H' = 1.56$ ; no en todos los taxa fue posible llegar a nivel de especie. De estos taxa, seis especies se alimentan de sangre (*Colpocephalum pectinatum*, *Neohaematopinus sciurinus*, *Ornihtonysus* spp., Cimicidae spp., *Icosta americana* and *Orchopea* spp.). La mosca piojo *I. Americana* tuvo una alta prevalencia, seguida por el piojo masticador (Tabla IX, Fig.19). Registramos a *Ornihtonysus* spp. con baja prevalencia pero con la más alta intensidad media (Tabla IX). Los adultos del piojo *Geomydoecus telli* y *N. sciurinus* fueron datos no esperados en los volantones del Búho Cornudo, porque son piojos parásitos asociados a roedores. Un alto número de hembras adultas fueron registradas en todas las especies, excepto para *G. telli*, donde la mayoría de los individuos colectados fueron machos. *Glaucalgus cf. attenuatus* fue no común.

**Table IX.** Ectoparásitos registrados en volantones del Búho Cornudo del área fragmentada. En negritas los valores más altos.

INSECTA	Especie	HP	TP	%	IM ± ES
Phthiraptera	<i>Colpocephalum pectinatum</i> Osborn 1902	7	29	20.5	4.8 ± 0.41
	<i>Geomydoecus telli</i> Price y Hellenthal 1988	1	5	2.9	5 ± 0.15
	<i>Neohaematopinus sciurinus</i> (Mjöberg 1910)	1	1	2.9	1 ± 0.03
Hemiptera	Cimicidae gen. sp.	1	1	2.9	1 ± 0.03
Siphonaptera	<i>Orchopea</i> sp.	1	1	2.9	1 ± 0.03
Diptera	<i>Icosta americana</i> (Leach 1817)	9	12	<b>26.4</b>	1.3 ± 0.11
<b>ACARI</b>					
Mesostigmata	<i>Ornihtonysus sylviarum</i> (Canestrini & Fanzago, 1877)	2	25	5.8	<b>12.5 ± 0.53</b>
Acariformes	<i>Glaucalgus cf. attenuatus</i> (Buchholz, 1869)	3	7	8.8	2.3 ± 0.14

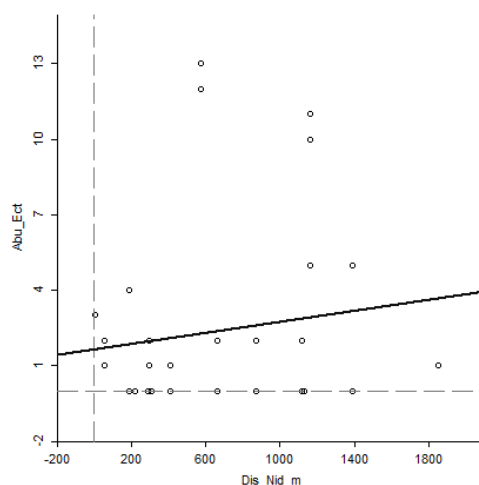
HP= hospederos parasitados, TP= total de parásitos, % = prevalencia, IM = intensidad media. ES= error estándar.

Una severa infestación se registró en 4 volantones de dos nidos, dos en el área fragmentada parasitados por *C. pectinatum*, y dos en el nido ubicado en área natural, al borde de los cultivos infestados por *Ornihtonysus sylviarum* (Tabla IX, Fig. 19).



**Figura 19.** Ectoparásitos registrados en el Búho Cornudo. a) *Colpocephalum pectinatum* vista ventral macho; b) *Geomidoecus telli* vista ventral, macho; c) *Neohaematopinus sciurinus*; d) *Ornihtonysus sylviarum* vista ventral; e) *Glaucalges cf. Attenuates* vista ventral; f) Cimicidae gen. sp. vista ventral, ninfa; g) *Icosta americana* vista dorsal, adulto; h) *Orchopea* sp. hembra.

No se observó autocorrelación espacial entre la abundancia de los ectoparásitos y la distancia entre los sitios de anidación (Índice de Moran = 0.01;  $z = 0.16$ ,  $P > 0.05$ , Fig.20). Es decir, la abundancia de ectoparásitos en un nido es independiente de las abundancias de ectoparásitos en nidos cercanos.



**Figura 20.** Análisis de autocorrelación entre abundancia de ectoparásitos con respecto a la distancia entre nidos activos (Dis\_Nid\_m).

## 7.7 Parásitos sanguíneos

### 7.7.1 Análisis molecular

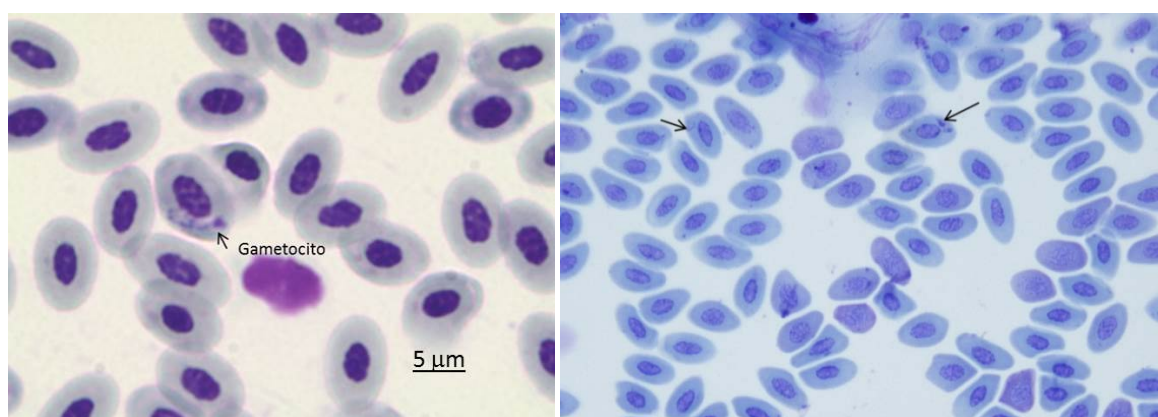
Las muestras de 34 volantones fueron analizadas para el diagnóstico de parásitos sanguíneos. El ADN obtenido presentó una buena calidad, ya que el índice de pureza (260/280) se situó entre 1.86 y 2, lo que permitió realizar las PCR a varios grupos de parásitos sanguíneos. El parásito protozoario Hemosporidio del género *Plasmodium* fue el único detectado, habiendo seis casos de infección (17.6%) con presencia de tres secuencias alélicas o haplotipos en base a 100% de similitud con los pares de bases reportados en GeneBank; el haplotipo denominado 1, presentó una prevalencia de 3/34 (8.8%), el haplotipo 2 de 1/34 (2.9%) y el haplotipo 3 con 2/34 (5.8%). El resto de las muestras 28/34 (82.3%) fueron casos negativos. Detectando así un nivel de parasitemia bajo, con un nivel de infección inicial. Las pruebas para los otros grupos de hemosporidios y para la bacteria *Bartonella* también fueron casos negativos.

De las 3 secuencias alélicas obtenidas, dos han sido previamente reportadas como *Plasmodium* sp. en *B. virginianus* (Acceso a GenBank EU627831) y en *Megascops kennicottii* (GenBank: EU627845) en California. La tercera identificada como *Plasmodium*

*elongatum* (GenBank: DQ659588) fue reportada en *Strix varia* de Minnesota (GenBank: EU627843) (Ishak *et al.*, 2008) pero no había sido reportada en *B. virginianus*.

### 7.7.2 Análisis microscópico

De los 70 frotis sanguíneos que fueron revisados, sólo en 5 de ellos se encontró evidencia de parásitos; se observó la presencia de trofozoitos, merozoitos y un macrogametocitos (Fig. 21) de *Plasmodium*, detectando así una intensidad de infección baja de 4 a 10 eritrocitos parasitados en 10, 000 eritrocitos.



**Figura 21.** Macrogametocito (izq) y merozoito (der) de *Plasmodium* sp. dentro de eritrocitos maduros de volantes de *B. virginianus*.

También en estos 35 frotis se realizó el conteo de células blancas ( $10.3 \times 10^9$  cels./L en AN y  $10 \times 10^9$  cels./L en AF). Los resultados de la revisión en microscopio se presentan en la tabla X. La proporción de las células blancas se estimó en un rango de 27 a 47 campos, dado que la capa celular en algunos frotis se encontraba poco homogénea debido a una mala preparación (frotis pobres).

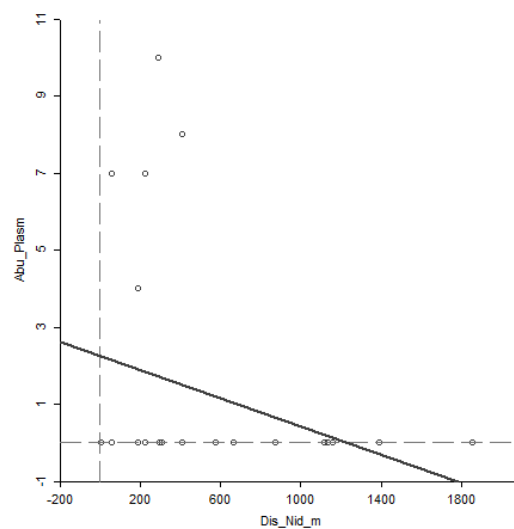
### Análisis espacial de prevalencia de parásitos sanguíneos

No hubo autocorrelación espacial entre la abundancia de volantes parasitados por *Plasmodium* y la distancia entre los sitios de anidación cercanos (Índice de Moran = 0.13; z

= 1.53,  $P > 0.05$ , Fig. 22). Es decir, la infección por *Plasmodium* en un nido no depende de aves parasitadas de nidos cercanos.

**Tabla X.** Datos hematológicos en volantones de *B. virginianus* del Valle Santo Domingo, B.C.S. Los datos entre paréntesis indican tamaño de muestra. Se presenta la media  $\pm$  su desviación estándar.

Parámetros	AN (2)	AF (33)	2015 (20)	2017 (13)
WBC x $10^9$ cels/L	10.3 $\pm$ 8.6	10 $\pm$ 3.9	9.8 $\pm$ 4.6	10.3 $\pm$ 2.5
Heterófilos %	47.5 $\pm$ 7.7	49.7 $\pm$ 7.4	46.5 $\pm$ 6.4	54.7 $\pm$ 6.1
Eosinófilos %	7.5 $\pm$ 3.5	6.7 $\pm$ 4.9	6.8 $\pm$ 4.7	6.7 $\pm$ 5.4
Basófilos %	15.5 $\pm$ 4.9	10.9 $\pm$ 6.3	13.3 $\pm$ 4.5	7.1 $\pm$ 6.8
Linfocitos %	28.5 $\pm$ 7.7	31.1 $\pm$ 8.6	31 $\pm$ 8.7	31.3 $\pm$ 8.7
Monocitos %	1 $\pm$ 1.4	1.8 $\pm$ 1.8	2.5 $\pm$ 1.9	0.7 $\pm$ 1.1

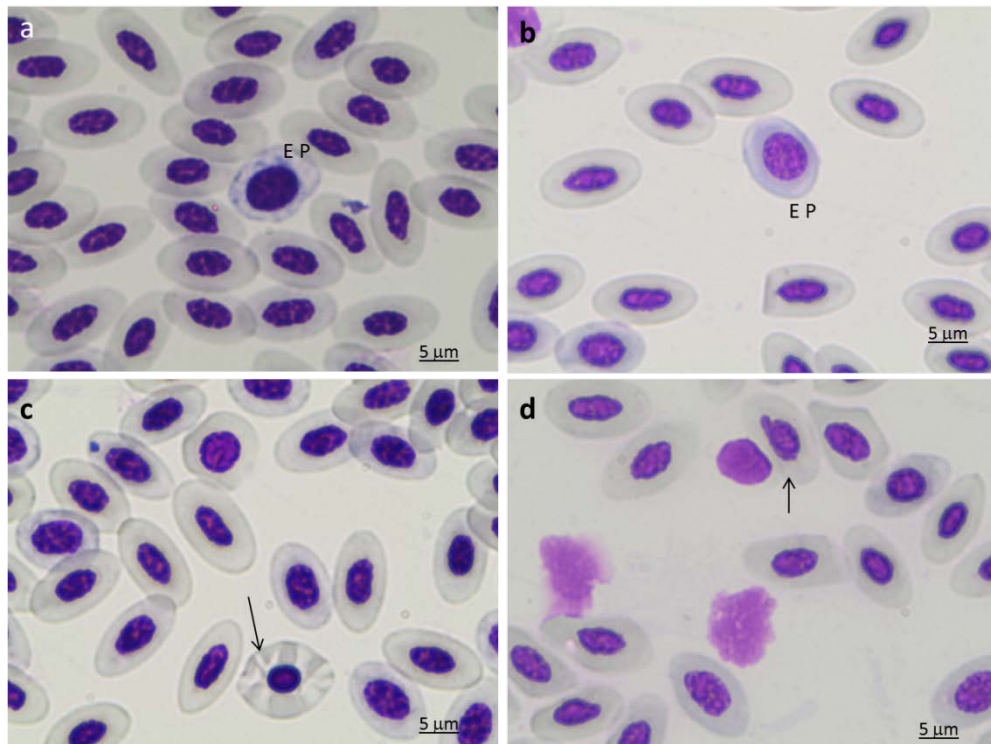


**Figura 22.** Análisis de autocorrelación entre abundancia del parásito *Plasmodium* con respecto a la distancia entre nidos activos (Dis\_Nid\_m).

### 7.7.3 Observaciones morfológicas en eritrocitos

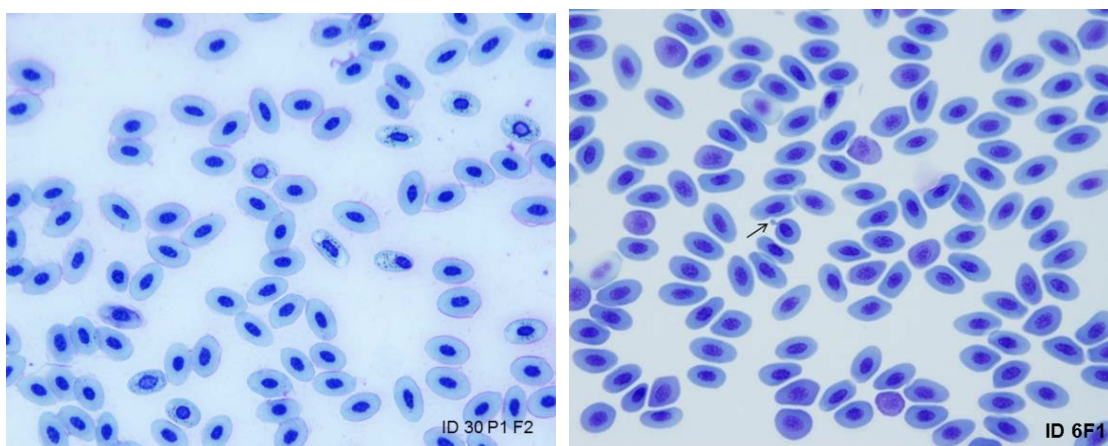
Al hacer las revisiones para la búsqueda de hemoparásitos, se observaron algunos detalles en los eritrocitos, como cristales de hemoglobina, cuerpos de Heinz, eritrocitos policromatófilos cuyo citoplasma es muy basófilo (Fig. 23).

Algunos otros relacionados con indicadores de problemas de salud, como los eritrocitos con basófilos punteados que representan agregaciones de RNA ribosomal. Y eritrocitos con núcleo segmentado, sin núcleo (eritoplastido). En algunos búhos, los eritrocitos presentaron forma anormal (Fig. 24).



**Figura 23.** Eritrocitos maduros de volantes *B. virginianus* con algunas diferencias morfológicas.





**Figura 24.** Eritrocitos con puntos basófilos (izq) y eritrocitos con forma anormal (der) de volantes *B. virginianus*.

### 7.8 Análisis de las variables ambientales y parámetros de condición física.

Según los GLM, se muestra un fuerte efecto en la productividad de *B. virginianus* entre la condición natural y la fragmentada ( $Z=-2.7$ ,  $P = 0.006$ ), siendo las variables que influyen la riqueza de especies vegetales ( $Z=-2.0$ ,  $P = 0.04$ ), y la altura del estrato arbustivo ( $Z=-1.9$ ,  $P = 0.0551$ ; marginalmente significativo).

En cuanto a la presencia de parásitos sanguíneos, los (GLM) muestran que hay una relación significativa a la presencia de eritrocitos anormales ( $Z= 2.06$ ,  $P = 0.03$ ). En cuanto a la presencia de ectoparásitos, los modelos indican que estos tienden a relacionarse con el nivel de triglicéridos ( $Z=-1.9$ ,  $P = 0.05$ ) y con la proporción de heterófilos ( $Z=-1.8$ ,  $P = 0.065$ , diferencia marginalmente significativa).

En cuanto a los parámetros hematológicos, hay un efecto significativo del sexo con el paquete de células blancas (WBC) ( $Z=-2.08$ ,  $P = 0.03$ ) y una relación con la concentración de fosfata alcalina ( $Z=-2.03$ ,  $P = 0.04$ ).

El modelo con el factor IME tuvo una fuerte relación con las variables químicas glucosa ( $Z=-7.8$ ,  $P < 0.001$ ), triglicéridos ( $Z= 4.2$ ,  $P < 0.001$ ), fosfata alcalina ( $Z= 4.2$ ,  $P < 0.001$ ) y en hematológicas con la relación albúmina/globulina ( $Z= 10$ ,  $P < 0.001$ ), eritrocitos anormales ( $Z= -4.8$ ,  $P < 0.001$ ), linfocitos ( $Z=-7.9$ ,  $P < 0.001$ ).

## 8. DISCUSIÓN

Nuestros resultados no fueron consistentes con las predicciones sobre los efectos de la fragmentación del hábitat en la productividad de *Bubo virginianus*, ya que este búho se ve favorecido al grado de que incrementa su productividad. Esto fue contrario a lo esperado de acuerdo al efecto porque se ha observado en otras especies de búhos, como *Aegolius acadicus*, que su éxito reproductivo disminuyó a consecuencia de la reducción en la eficiencia de forrajeo y a un aumento en el nivel de estrés por los altos niveles de pérdida y fragmentación del hábitat (Hinam y Clair, 2008).

Las condiciones ambientales que prevalecen en el paisaje fragmentado del desierto de Baja California Sur influyen positivamente en los parámetros reproductivos del depredador tope, el Búho Cornudo. La heterogeneidad de hábitats (campos agrícolas, fragmentos, ranchos, granjas, zonas con suelo desnudo) proveen las condiciones necesarias (nidos, alimento, espacios para cacería) durante la reproducción para un ave de gran tamaño (Langley, 2015; Rohner y Smith, 1996).

En el desierto del Valle Santo Domingo, el Búho Cornudo es de las primeras aves rapaces en iniciar sus actividades reproductivas con una duración de seis meses, lo cual es similar a lo reportado por Smith y Murphy (1973) en un hábitat con características desérticas al norte de Utah. Las actividades reproductivas de las aves rapaces se dan entre los 8 meses, considerando el tiempo para los movimientos de cortejo y de entrenamiento de los volantones para obtención de su propio alimento en sus inicios cerca a sus nidos (Smith y Murphy, 1973).

De las aves rapaces de Norte América, *B. virginianus* es considerado como una de las más agresivas en la defensa de sus crías (Smith y Murphy, 1973). Sí fue posible observar este comportamiento en el área de estudio hacia el *Caracara cheriway*, especie diurna y abundante en el área. Sin embargo, observamos pocas parejas con este comportamiento hacia nosotros al momento de revisar los nidos durante la etapa de crianza, durante la incubación simplemente volaban y se alejaban del nido, un indicativo de que bajo perturbación constante y directa los comportamientos de este búho pueden modificarse y el nido puede ser abandonado (Bent, 1938).

### 8.1 Sitios de anidación

Destaca la importancia de los cardones como sitios de anidación en la AF porque no existen muchos sitios para la construcción de nidos por las aves rapaces, en consecuencia se produce una alta densidad de nidos. Sin embargo, el AF fue más diversa en las estructuras que contenían los nidos, lo cual se relaciona a la introducción de especies exóticas en los campos agrícolas que sirven como barreras rompe vientos o son parte de los cultivos como los árboles frutales de naranjo donde una pareja se reprodujo.

En el AN, la opción es el cardón o las pitayas por ser las estructuras más altas y con mayor protección al nido por sus ramificaciones, además de ser los más comunes. Aunque también están presentes mezquites y yucas, pero finalmente dependen de los nidos que deciden construir otras aves. Quizás, aquí la reproducción se condiciona por la baja disponibilidad de sitios seguros de anidación, ya que pudo ser observado que el espacio que se pueda originar entre la base de la ramificación de los cardones y la base del nido, este es usado como madriguera por el Lince (*Lynx rufus*), así como también pueda influir los sitios adecuados de percha para cacería cerca del nido (Pande *et al.*, 2011; Rohner, 1996; Selma y Houston, 1996; Smith y Murphy, 1973; Village, 1987).

Las condiciones geográficas de las zonas donde se distribuyen los búhos, son determinantes en la ubicación de zonas de anidación. Smith y Murphy (1973), registraron un mayor número de nidos en acantilados (59.3%), seguido por canteras y unos pocos en juníperos, muchos de ellos en áreas remotas en comparación con otras especies, lo cual es atribuible a evitar o reducir el nivel de depredación. Reducir la depredación puede ser otro factor condicionante para elegir ciertos cardones principalmente en área natural, donde otros depredadores terrestres estén presentes.

Contrario a lo que ocurre en otras áreas cercanas a tierras de cultivo donde los búhos de *B. virginianus* han dejado de anidar por la intervención o destrucción de nidos por parte de humanos (Smith y Murphy, 1973; Johnsgard, 2002; van Riper *et al.*, 2013), los búhos de nuestra área de estudio tienen una tendencia a anidar en zona fragmentada rodeada por enormes campos de cultivo con actividad constante durante el día e incluso la noche. porque no tienen que desplazarse grandes distancias para localizar su alimento y sitios de

percha pueden encontrar cerca de su nido, lo que les permite tener más control en el resguardo de éste de posibles depredadores y beneficiarse ellos de hacer menor gasto energético, considerando que no exista una perturbación directa y constante a sus nidos por el humano.

## **8.2 Cronología reproductiva**

En general, las fechas de inicio en la puesta son similares a las reportadas en zonas urbanizadas de Nueva York (Minor *et al.*, 1993), hacia el 14 de febrero.

Pero en nuestra área de estudio, las parejas inician la temporada reproductiva más temprano en AF que en el AN, con alta productividad en comparación con aquellas que inician más tarde. Patrones similares de mayor productividad a inicio temprano de la reproducción se han encontrado en otros búhos como en el Búho Bengalí (*Bubo bengalensis*) (Pande *et al.*, 2011) del oeste de la India; el Búho Real (*Bubo bubo*) en la región oeste de Alemania (Dalbeck y Heg, 2006), y otras rapaces (Johnsgard, 2002; Steenhof y Newton 2007).

El inicio temprano de reproducción incrementa las posibilidades de éxito reproductivo de estas parejas principalmente en AF. Se ha encontrado que los adultos con mayor experiencia inician más temprano que las parejas jóvenes, por lo que es posible que las parejas de *B. virginianus* iniciando más temprano la reproducción sean búhos adultos de mayor edad (Akatani *et al.*, 2011; Rohner, 1997; Steenhof y Newton 2007). Además, deben ser individuos con una buena condición corporal (Pietiäinen y Kolunen, 1993).

Los volantones en el Valle Santo Domingo se mantienen cerca del nido donde nacieron por una o dos semanas, posteriormente no se les vuelve a ver en el área. Hay reportes de que los jóvenes volantones de *B. virginianus* se quedan con los padres por 6 meses mientras adquieren la madurez para buscar por sí solos otras áreas y establecer sus territorios (Smith y Murphy, 1973); nosotros no lo detectamos. Pero sería importante llevar a cabo estudios para conocer la tasa de sobrevivencia de estas aves en el área ya que algunos autores reportan baja sobrevivencia de los búhos durante el primer año de vida (Houston y Francis, 1995); esta mortalidad se atribuye a diversos factores (Houston, 1975; Houston y Francis,

1995), entre ellos la colisión con vehículos, la cual fue observada en nuestra zona de estudio.

### **8.3 Productividad**

Existen pocos estudios que se hayan hecho con *B. virginianus* en que se presente información sobre parámetros reproductivos de la especie en ambientes naturales, y aún menos en paisajes fragmentados. Los datos disponibles son de diferentes hábitats, aunque gran parte son de ambientes desérticos (Tabla X). La productividad de *B. virginianus* en el AF es de las más altas reportadas para la especie, y ciertamente la más alta en ecosistemas desérticos.

La productividad del Búho Cornudo se incrementa en áreas fragmentadas insertas en una matriz de tierras agrícolas del desierto de Baja California, probablemente porque las parejas de Búho encuentran sitios de anidación disponibles con poca competencia, y encuentran óptimas condiciones para aumentar la sobrevivencia de los polluelos ya que los nidos se encuentran cerca de áreas con disponibilidad de presas y espacios abiertos para cacería. Estas condiciones se han observado en algunas especies de búhos (Akatani *et al.*, 2011; Langley, 2015; Morrel y Yahner, 1994; Penteriani *et al.*, 2001; Radley y Bednarz, 2005).

Nuestros resultados contrastan con otros estudios que muestran que la fragmentación del hábitat tiene afectación negativa en el rendimiento reproductivo de otras rapaces en otros ecosistemas; por ejemplo, el Mochuelo Norteño *Aegolius acadicus* (Hinam y St. Clair, 2008) y el Cárabo uralense (*Strix uralensis*) (Kajtoch *et al.*, 2015). Sin embargo, otros estudios muestran un aumento en la reproducción de algunas rapaces generalistas asociadas a tierras agrícolas, como *B. bengalensis* (Pande *et al.*, 2011), *Strix aluco* (Kajtoch *et al.*, 2015), *Caracara cheriway* (Rodríguez-Estrella, 1996), similar a nuestros resultados.

La fragmentación del hábitat es la principal causa de la declinación de varias especies porque reduce su éxito de anidación, principalmente asociado al tamaño de los fragmentos (Burke y Nol, 2000; Hinam y Clair, 2008; Robinson *et al.*, 1995). Nuestros resultados indican que el Búho Cornudo probablemente no es afectado de modo negativo por la fragmentación, independientemente del tamaño de los fragmentos. Aunque se sabe que éste

búho se adapta bien a los paisajes modificados por el hombre y puede ser abundante en granjas, cultivos y parques (Goodrich y Senner, 1988; Grossman, 2008; Langley, 2015), los efectos de la fragmentación del hábitat no son claros para esta especie. En cambio, en éste ambiente desértico la fragmentación dentro de una matriz agrícola parece beneficiar a los búhos en cuanto a su productividad. Un indicador de ello es que la densidad de nidos es cuatro veces más a la que se presenta en el AN.

Muchos fragmentos contenían una pareja de búho activa; incluso pequeños fragmentos cercanos entre sí (mínimo 0.42 km) a pesar de que el ámbito hogareño estimado por otros estudios para la especie mediante radio telemetría es 0.20-3.1 km (Artuso *et al.*, 2013; Rohner *et al.*, 2001). Por tanto, hay un traslape de territorios de parejas reproductivas en la zona. Lo anterior indica que la competencia entre adultos no es muy fuerte o que los beneficios para las parejas reproductivas son más altos que la inversión de energía en defensa de su territorio.

La disponibilidad de estructuras y de presas, es probable que sean la causa de mayor éxito de anidación en el paisaje fragmentado. El Búho Cornudo es una especie generalista, consume una amplia variedad de presas, principalmente en ecosistemas desérticos (Donázar *et al.*, 1989; Murphy, 1997). En nuestro estudio, el Búho Cornudo es un depredador especialista, principalmente se alimenta de roedores los cuales proveen la mayor biomasa comparado con el AN donde el búho depreda más invertebrados (Martínez, 2015). Asimismo, la densidad de lagomorfos en el AF es alrededor de 10 veces mayor que en el AN (Rodríguez-Estrella *et al.*, datos no publ.). Entonces, la disponibilidad de presas más rentable es más alta en áreas fragmentada de un paisaje agrícola (Donázar *et al.*, 1989; Kopyj, 2016; Martínez, 2015; Pandel *et al.*, 2011; Penteriani *et al.*, 2001). En otras especies de búho, el tamaño y éxito de los polluelos están relacionados con la disponibilidad de presas (Akatani *et al.*, 2011; Minor *et al.*, 1993; Pande *et al.*, 2011). Un indicador de sitios de calidad en AF es el alto número de nidos reutilizados con gran éxito, algo que no ocurrió en AN. Los nidos reutilizados reflejan una alta calidad de un territorio reproductivo (Beardsell *et al.*, 2016). Factores como sitios de percha y baja depredación de nidos pueden actuar mejorando el éxito reproductivo (Akatani *et al.*, 2011).

Por otro lado, la principal estructura de anidación en ambas condiciones natural y fragmentada, fue el cardón. Es muy importante que los cardones aún persistan en los fragmentos, y es predictor de que si éstos desaparecen de los fragmentos, la productividad de este depredador tope *B. virginianus* y otras rapaces en el paisaje tenderán a sucumbir.

### 8.3.1 Fluctuación poblacional

Las fluctuaciones de las poblaciones de búhos entre años son comunes, y más probablemente se debe a la disponibilidad de alimento (Tomazzoni *et al.*, 2004). También al cambio de los sitios de anidación que puede favorecerles, como una baja detección de los nidos, una reducción de la cantidad de depredadores y de ectoparásitos (Houston y Francis, 1995; Rohner *et al.*, 2000; Grossman *et al.*, 2008; Bowden *et al.*, 2015). Sin embargo, varios autores han observado que cerca del 75% de las parejas tienden a recuperar su mismo sitio de anidación regresando en años consecutivos (Frank y Scott 1998; Orians y Kuhlman, 1956; Smith y Murphy, 1973). En nuestra área de estudio, tres parejas usaron el mismo sitio de anidación por tres años con éxito.

**Tabla XI.** Productividad de *Bubo virginianus* en el desierto de B.C.S. y en otras regiones de su distribución.

Región	Año	Hábitat	Parejas exitosas	Puesta $\chi \pm SE$	Volantones $\chi \pm SE$
AF *	2014, 2015, 2017	Matorral desértico, granjas, cultivos.	54	2.46 $\pm$ 0.7	1.78 $\pm$ 1.16
AN *		Matorral desértico	25	1.84 $\pm$ 0.5	0.6 $\pm$ 1.02
Reserva Mapimí, Méx. <sup>a</sup>	1985-1986	Matorral desértico	7	2.1 $\pm$ 0.3	1.9 $\pm$ 0.8
S. Arizona <sup>b</sup>	1972	Matorral desértico	16	2.5	1.1
Lawrence, Kansas, USA <sup>c</sup>	1968	Hábitat ripario	9	1.9	1.5
N. Utah, USA <sup>d</sup>	1967-1970	Matorral desértico, Bosque coníferas	31	2.8 $\pm$ 0.1	2.5
Michigan, USA <sup>e</sup>		Parcelas arboladas	10	1.8	1.0
SE Wisconsin <sup>f</sup>	1971-1975	Humedales rodeados de agricultura	11	1.9	1.5
S. Montana, USA <sup>g</sup>	1967	Llanuras inundadas, laderas maderables.	6	2.2 $\pm$ 0.2	1.8 $\pm$ 0.2

\*Este estudio, <sup>a</sup>Rodríguez-Estrella, 1993; <sup>b</sup>Mader, 1973; <sup>c</sup>Wolhuter, 1969; <sup>d</sup>Smith y Murphy, 1973; <sup>e</sup>Craighead y Craighead, 1956; <sup>f</sup>Petersen, 1979, <sup>g</sup>Seidenstickers y Reynolds, 1971.

#### ***8.4 Condición corporal***

Durante la examinación de los polluelos no se observaron signos clínicos de posibles alteraciones o anormalidades físicas; sólo se vio en cuatro volantones que presentaron una infestación severa por ectoparásitos que tenían sus plumas maltratadas y presentaron bajo peso. Debido a una alta mortalidad de los pollos previos a la edad en que se tomaría la sangre, no fue posible obtener un tamaño de muestra mayor en el AN para tener los valores base de química sanguínea y comparar con los valores del AF. Tampoco hay información reportada en paisajes fragmentados que nos permitan comparar los valores obtenidos en *B. virginianus*. De esta manera, nuestros resultados proveen las primeras referencias en parámetros bioquímicos indicativos de una condición nutricional en volantones del Búho Cornudo en vida libre dentro de un ambiente árido. Es decir, son los valores basales para la especie en esta condición.

En condiciones naturales, las aves están sujetas a diversos factores ambientales, como fotoperiodo (García-Rodríguez, 1987), disponibilidad de alimento, temperatura, parasitismo entre otros que influyen en los parámetros de salud (Roman *et al.*, 2009). Es importante señalar que la colecta de sangre se realizó sin previo ayuno, ya que es una variable difícil de controlar en ambiente natural por lo que es posible que existan algunas variables que muestren variaciones con relación a este factor, en particular la concentración de ácido úrico y ácidos biliares en la sangre. Estudios en psitácidos indican que aquellas muestras que sufren rotura de eritrocitos pueden originar incrementos en las fracciones gama de las proteínas, así como en la concentración de proteína total (Cray *et al.*, 2009), lo que se hubiese esperado con algunas muestras del año 2015 debido a lisis celular, sin embargo, no ocurrió así.

Los valores obtenidos de los parámetros bioquímicos fueron comparados con los de polluelos de algunas aves rapaces diurnas, encontrándose dentro del rango reportado (Bowerman *et al.*, 2000; Muriel, 2013) y con adultos de búhos de otras especies (Dawson y Bartolotti, 1997a; Gómez-Ramírez *et al.*, 2016; Hernández y Margalida, 2010; Scope *et al.*, 2016; Szabo *et al.*, 2014).



Las aves usan la glucosa principalmente para producir energía mediante oxidación celular, la síntesis de glucógeno en el hígado y ácidos grasos, síntesis de aminoácidos no esenciales, vitamina C (Braun y Sweazea, 2008; Lumeij, 2008). Las aves mantienen concentraciones elevadas de glucosa en plasma, incluso mayores que en mamíferos, en la mayoría parecen almacenar poca glucosa de manera intracelular como el glucógeno (Braun y Sweazea, 2008). Estos niveles altos pueden estar relacionados a su adaptación evolutiva al vuelo, el cual requiere un costo metabólico fuerte.

El aumento en los niveles de glucosa en el plasma durante el desarrollo de pollos para muchas aves altriciales es un reflejo del aumento en la tasa metabólica a medida que el polluelo gana peso y se vuelve más activo (Ferrer y Dobado-Berrios, 1998); es un aumento que es consistente con incrementos en los niveles de lípidos plasmáticos y subproductos metabólicos y enzimas (Lill, 2011). La dieta carnívora de aves rapaces consume altos niveles de proteína y grasa, lo que conlleva a una mayor actividad enzimática glucogénica en el hígado en aves adultas que en jóvenes (O'donnell *et al.*, 1978). El aumento de la gluconeogénesis combinado con la baja utilización de glucosa puede explicar los altos niveles de glucosa encontrados por O'donnell *et al.*, (1978) en rapaces adultas en el cual incluye a *B. virginianus*, cuya glucosa es mayor que en nuestros polluelos volantes. Pero es menor al comparar con polluelos en vida libre de *Bubo bubo*, especie de talla similar al Búho Cornudo (Gómez-Ramírez *et al.*, 2016). En nuestro estudio, los niveles de glucosa fueron significativamente mayores en los volantes del año 2017, quizás pueda estar asociado con el catabolismo proteico, que es la escisión de cadenas polipeptídicas en aminoácidos mediante enzimas proteasas. En donde algunos aminoácidos pueden formar glucosa a través de la gluconeogénesis. Los valores de ese año son muy similares a los presentados en búhos adultos de *Otus Lettia* en cautiverio (Chan *et al.*, 2012) pero se trata de una especie de talla pequeña y en condiciones totalmente distintas a las de nuestro estudio. En otras especies de aves silvestres, los incrementos en la concentración de glucosa está influenciada por el desarrollo, un incremento lineal en función con la edad en golondrinas (*Hirundo neoxena*) y palomas (*Spilopelia chinensis*) (Lill, 2011). Se desconoce cómo es que las aves silvestres toleran altas concentraciones de glucosa en sangre, pero se cree que los antioxidantes endógenos previenen el estrés oxidativo y daño tisular (Cohen *et*

*al.*, 2007), además que los eritrocitos aviares son más resistentes a la difusión de glucosa (Lill, 2011).

El aumento continuo de glucosa a través del desarrollo de polluelos y después de alcanzar un tamaño de masa asintótica, paralelo a variables eritrocíticas involucradas en transporte de oxígeno puede reflejar una fuerte selección por el emplume de los polluelos. Patrón también observado en el buitre (*Aegypius monachus*) (Villegas *et al.*, 2002). Por tanto, los niveles altos en nuestros resultados es muy probable estén relacionados con su pronto desarrollo para lograr alcanzar la talla necesaria y desarrollar una buena estructura de plumaje, de gran importancia para un vuelo seguro al salir del nido.

Si bien, otros factores como el método de captura y el tiempo transcurrido entre la captura y la extracción de sangre pueden influir en los aumentos de la concentración de glucosa, debido a una respuesta de estrés agudo (Lynn y Poter, 2008), lo más probable en nuestro estudio fue el catabolismo proteico ya que dichos factores se trataron de disminuir estrictamente.

El ácido úrico es el producto final de metabolismo del nitrógeno, es sintetizado en el hígado (Skadhauge, 1981). Desordenes en la función renal pueden dejar elevada concentración de ácido úrico en el plasma (Lumeij, 2008). En aves deshidratadas pueden observarse niveles anormalmente elevados de desechos nitrogenados en sangre; es normal que esto ocurra en las aves rapaces (Lumeij y Remple, 1992). En polluelos del águila pescadora *Pandion haliaetus* por ejemplo, los aumentos de ácido úrico y urea se deben al aumento del consumo de proteína debido al proceso del rápido crecimiento (Muriel *et al.*, 2013). Probablemente el aumento que se observó en los búhos del año 2015, se debió a que como se ha propuesto (Ferrer, 1993), un gran consumo de proteínas debido a la disponibilidad suficiente de presas dado que fueron años de suficiente lluvia y por ende pudo resultar en un mayor consumo de proteína.

Por otro lado, en experimentos de privación de alimento en aves, los niveles de ácido úrico y urea son altos y éstos se relacionan con el catabolismo de proteínas en tejidos debido a inanición (Klasing, 2013). Los altos niveles de ácido úrico y urea, han mostrado ser buenos indicadores de periodos de desnutrición; los valores aumentan con el ayuno y disminuyen

gradualmente con la realimentación (Ferrer, 1993; Ferrer y Dobado-Berrios, 1998). De esta manera, dado que en el 2017 se presentaron altas concentraciones de urea que parecen relacionarse a niveles de desnutrición y esto coincide con los niveles altos de proteína total en los polluelos hembras del ese año, se puede relacionar con un catabolismo de las reservas de proteína (Harr, 2005; Smith y Bush, 1978). Lo anterior, dado una mayor tasa de crecimiento y demanda de nutrientes por parte de las hembras, que son más grandes (Houston *et al.*, 1998), aunado a los requerimientos de energía por el dimorfismo sexual. En los años 2016 y 2017 el promedio de lluvia fue más bajo que en los dos años anteriores, lo que probablemente afectó la disponibilidad de alimento. Esta diferencia en los niveles de proteínas por dimorfismo sexual también han sido reportados en polluelos de *Ciconia nigra* (Lanzarot *et al.*, 2005) y de *Falco sparverius*, donde también se presenta una concentración mayor en las hembras (Dawson y Bartolotti, 1997a).

Los niveles de ácido úrico pueden ser causados también por otro proceso fisiológico. La disminución en la función renal durante la fase de baja actividad cuando disminuye la tasa metabólica, la cual puede causar un aumento en la excreción de materiales en la sangre (Chaplin *et al.*, 1984; García-Rodríguez *et al.*, 1987; Lumeij y Remple, 1992); esto no fue el caso en los búhos de nuestra área.

Los valores de triglicéridos y colesterol están relacionados a la ingesta de lípidos y reservas de grasa, teóricamente deberían ser bajos en dietas ricas en proteína (Muriel *et al.*, 2013). La reserva de lípidos en aves, es almacenada como triglicéridos los cuales tienen una alta densidad calórica y no requieren agua (Lumeij, 2008). Los altos niveles de colesterol registrados durante el año 2015 probablemente son resultado del aumento de reservas de energía asociado a un incremento de actividad física antes de salir del nido, dado que hubo una correlación positiva con los niveles de triglicéridos, ambos reflejan una reserva de lípidos. El colesterol es también una molécula importante para explicar las tasas de crecimiento en aves (Albano *et al.*, 2011), la mayor concentración observada se debe al proceso de crecimiento en los búhos, esto produce gran cantidad de nuevas células lo que requiere gran cantidad de colesterol para la formación de membranas celulares (Averbeck, 1992).

La fosfatasa alcalina (FA) es una enzima importante en el metabolismo óseo y buen indicador de la función hepática (Klasing, 2013). Niveles altos de fosfatasa alcalina en plasma pueden ser indicativos de crecimiento óseo (actividad osteoblástica) en las aves (Lumeij y Westerhof, 1987) ya que está asociada con la elongación y osificación de la estructura esquelética (Tilgar *et al.*, 2008). Los reportes de concentraciones elevadas de FA asociadas a enfermedades hepáticas en aves son raras (Lumeij y Westerhof, 1987). En aves, un estudio de la actividad enzimática del plasma por Campbell (1986) concluye que no es posible detectar enfermedades hepáticas basándose en los niveles de FA, entre ellas incluye al Búho Cornudo (Lumeij y Westerhof, 1987).

Entre los elementos inorgánicos esenciales se encuentran el calcio y magnesio. La mayor proporción en huesos de polluelos la constituyen el calcio, fósforo, magnesio y zinc. Su función estructural es la catálisis de enzimas, reguladores de presión osmótica, actividad osteoblástica y señalización celular durante el periodo de crecimiento de aves (Hochleithner, 1994; Klasing, 2013; Tilgar *et al.*, 2004). El elemento Mg es importante cofactor en varias reacciones enzimáticas involucrado en la obtención de ATPs (produciendo energía). Sus niveles deficientes son severos causando letargo y crecimiento lento e hipocalcemia. El exceso de Mg reduce la tasa de crecimiento y produce huesos débiles en polluelos, disminuye el tamaño de huevos y adelgaza el cascarón en aves reproductivas (Klasing, 2013). De acuerdo a esta hipótesis, en nuestros resultados este elemento presentó mayor concentración durante el 2017, lo cual se puede asociar con el bajo peso de los volantones en ese año. El Mg también interviene en la respuesta inmune de las aves, actúa contrarrestando las infecciones producidas por microorganismos. La disminución de Mg origina debilidad en el ave, depresión y apatía. En cambio, en otras aves los valores de Mg suelen ser bajos (Hernández y Margalida, 2010), pero pueden diferir en relación al método usado por los autores, así como el tipo de dieta para aquellos estudios con aves cautivas (Spagnolo *et al.*, 2008; Szabo *et al.*, 2014). Scope *et al.* (2016) demostró que fluctuaciones temporales pueden esperarse, siendo estas más marcadas en aves de vida libre debido a los cambios considerables en la calidad y cantidad de alimento que puede ocurrir entre años.

Los requerimientos de proteína representan la necesidad de 10 aminoácidos esenciales. Dos más, son de gran importancia en los pollos jóvenes (glicina o serina y prolina). En contraste con los signos producidos por deficiencias de vitaminas o minerales, el efecto de la deficiencia de aminoácidos reduce el crecimiento y consumo de alimento. En aves adultas hay disminución en la producción y tamaño de huevo y pérdida de peso corporal. Una deficiencia severa origina una distorsión en los niveles de aminoácidos en plasma y tejidos. La deficiencia de lisina causa un desarrollo retardado de los polluelos. Una deficiencia de arginina y otros aminoácidos afectan crecimiento y estructura del plumaje. Las aves con daños en las plumas tienen pobre termorregulación y demandan de más energía que aquellas no afectadas (Klasing, 2013). El exceso de proteína total es contabilizada y el nitrógeno sobrante se convierte en ácido úrico, incrementando sus niveles en sangre (hiperuricemia) (Klasing, 2013).

En el caso del fósforo también puede encontrarse en concentraciones elevadas en sangre de polluelos debido particularmente al aumento en la concentración de la hormona del crecimiento, a la movilización de músculo y crecimiento de hueso (Harr, 2005). El fósforo orgánico e inorgánico juegan un papel importante en la conformación corporal de las aves. El inorgánico en combinación con calcio forman hidroxapatita en pico y hueso (Harr, 2005; Hochleithner, 1994). El fosfato orgánico, es componente esencial en las membranas de fosfolípidos y ácidos nucleicos. Cambios en sus niveles en sangre pueden acarrear problemas de salud (Anexo A). Los volantones del año 2015 resultaron con niveles extremadamente altos en comparación con los del año 2017 y los dos pollos de área natural. Si comparamos con los datos de polluelos de *Bubo bubo*, especie similar corporal y ecológicamente con nuestro *B. virginianus*, los valores son casi 4 veces más para el año 2015 (Gómez-Ramírez *et al.*, 2016). Estos autores consideran que los niveles obtenidos en *B. bubo*, son bajos al compararlos con otras especies en cautiverio, por lo tanto dichos valores deben estar influenciados por la dieta en vida libre. Si los valores de los búhos del año 2015 fuesen dos veces más altos es probable que puedan estar asociados a alguna alteración fisiológica por la dieta, como ocurre en otras especies donde los niveles suelen ser mayores en polluelos que en adultos (Dobado-Berrios y Ferrer, 1997; Ferrer y Dobado-Berrios, 1998). Sin embargo, es de poner atención en el caso porque los valores son

extremadamente altos ( $22.5 \pm 27.4$  mg/dL en ♀ y  $37.1 \pm 30$  ♂ mg/dL), en comparación con pollos de otras aves; *Milvus milvus* ( $8.52 \pm 3.78$  mg/dL, Viñuela *et al.*, 1991), *Aquila adalberti* ( $6.7 \pm 0.3$  mg/dL, Dobado-Berrios y Ferrer, 1997) y adultos de *Strix aluco* ( $2.34$  mmol/L, Spagnolo *et al.*, 2008) también en vida libre.

#### 8.4.1 Índice de masa escalado

La ausencia de relaciones entre metabolitos del plasma e índice de condición física indican condiciones nutricionales homogéneas entre los individuos, reflejando en resumen buenas condiciones alimenticias y por tanto mejor condición corporal, lo que conllevaría a desarrollar un sistema inmune fuerte que reduzca el riesgo a las infecciones (Masello *et al.*, 2009). Es probable que al haber una relación negativa del índice con la concentración de urea en la zona fragmentada, y con triglicéridos y ácido úrico entre años en los pollos de *B. virginianus* en nuestro estudio, se trate de problema de salud en los volantones o bien esté relacionado con las variaciones en la disponibilidad de alimento.

La correlación de la masa con el tamaño del cuerpo es el índice de masa escalado más adecuado como un indicador de reservas de energía (grasa y músculo) que reflejan el estado nutricional (Peig y Green, 2009, 2010). Aunque también hubo correlación del peso con la longitud de culmen expuesto y tarso, el índice de masa escalado más significativo se dio entre peso y pico completo en los pollos de *Bubo virginianus* del AF. En otras rapaces diurnas como *Buteo swainsoni* se ha reportado que el mejor índice de condición ha sido con la longitud alar (Sarasola *et al.*, 2004); o bien con la longitud del tarso de individuos adultos en otras especies de aves, por lo que los datos solo pueden usarse como referencia y no comparar ya que los índices usados por los otros autores pueden tener ciertos inconvenientes de acuerdo a Peig y Green (2010).

La urea es frecuentemente usada como un indicador preciso del estado nutricional de las aves con una pobre reserva de grasa (García-Rodríguez *et al.*, 1987), lo cual indica un aumento de los componentes nitrogenados en la sangre por el catabolismo proteico (Muriel *et al.*, 2013). Es por eso que el IME se correlacionará negativamente con los valores de

urea, considerando que los datos del año 2017 produjeron esa tendencia. Ya que el índice de masa escalado también se correlacionó con la concentración de triglicéridos, sugiriendo una medida indicativa del contenido de grasa (Dabbert *et al.*, 1997) almacenado en los polluelos de búho, pero durante el año 2015 como una reserva energética (almacén de grasa), cuando la disponibilidad de alimento pudo ser mayor.

#### **8.4.2 Electroforesis de proteínas**

La electroforesis de proteínas es una prueba muy útil en el diagnóstico clínico de aves en conjunto con los conteos de células sanguíneas y la bioquímica (Cray y Tatum, 1998; Tatum *et al.*, 2000). Es útil para evaluar la naturaleza, severidad y progreso de una enfermedad (Lumeij, 2008). Su uso en aves rapaces ha mostrado que puede dar buenos resultados indicativos de salud en los individuos (Tatum, 2000).

Los valores de la electroforesis en nuestro estudio presentan un patrón muy similar con amplitudes más elevadas hacia las fracciones de las proteínas de fase aguda, lo que es un patrón normal en aves rapaces de acuerdo a Tatum (2000). Sin embargo, en nuestros resultados hay una amplitud mayor en la fracción  $\gamma$ , que incluye a las inmunoglobulinas y de acuerdo a la literatura esta se eleva en condiciones crónicas (Lumeij, 2008). La variación de estas fracciones proteicas generalmente se asocia a procesos inflamatorios, de edad y estado nutricional de las aves (Ibañez *et al.*, 2015). En la clínica aviar, para aves saludables la albúmina (A) es la fracción proteica más grande, pero en condiciones inflamatorias un aumento de proteína total (PT) puede modificar las amplitudes de las curvas y ser causa de elevadas fracciones de globulina y en consecuencia disminuye la fracción de la A. Por lo que el efecto combinado de estos cambios es una disminución en la proporción de (albúminas-guaninas, A/G) considerado de más valor clínico para diagnóstico y por ejemplo, ser indicativo de hipoproteinemia en aves con mala nutrición (Lumeij, 2008).

La albúmina (A) representa la mayor fracción de proteína en aves sanas, entre sus funciones es el principal reservorio de proteína, mantiene la presión osmótica coloidal, es un transporte para pequeñas moléculas como vitaminas, minerales, hormonas y ácidos grasos (Ardia, 2006). Los niveles de A suelen ser más bajos en pollos que en adultos (Harr,

2005) pero también pueden acarrear diversos problemas de salud que en el caso de niveles altos (Harr, 2005; Lumeij, 2008; Tatum, 2000), lo cual no fue el caso para los volantones.

La albúmina de los volantones en el año 2017 fue mayor al igual que la  $\beta$ -1; teóricamente esto es indicador robusto de buen aporte proteínico, principalmente la albúmina, pero considerando los resultados de los parámetros de química sanguínea (fosfatasa alcalina y proteína total que presentaron mayor concentración) de nuestros búhos del 2017, es probable que se encontrarán en una etapa inicial de desnutrición. Sólo se registró un artículo acerca de las fracciones proteicas en adultos de *B. virginianus* (Tatum *et. al.*, 2000) y los valores que se obtuvieron para los búhos de nuestra área son más altos que los de estos autores. Sin embargo, los de dicho estudio tratan de aves adultas clínicamente sanas y en cautiverio, los valores de nuestro trabajo son para pre-volantones, aves jóvenes y en un ambiente natural, donde están expuestos a una gran diversidad de factores físicos y biológicos que condicionan la dieta y su salud. Esto se ha señalado para polluelos de otra especie de ave, la cigüeña *Ciconia nigra*, donde hay una variación en las concentraciones sobre todo en valores de  $\gamma$ -globulinas (Lanzarot *et. al.*, 2005); pero además de ser especies distintas los valores pueden ser resultado de los diferentes métodos de determinación.

El IME de nuestros búhos tuvo una relación positiva con los valores de A/G, es decir, una tendencia a ser indicativo de buena estructura corporal; no obstante, es contradictorio por lo observado en los parámetros de química sanguínea y en las aves al menos del año 2017, ya que su peso fue menor y su apariencia física no mostraba el desarrollo de plumaje correspondiente a la edad durante el momento de muestreo como sí ocurrió durante el año 2015.

#### **8.4.3 Parámetros hematológicos**

Los parámetros hematológicos dependen de varios factores, tales como el género, edad, hora del día, estado nutricional e hidratación. En algunas aves jóvenes, el paquete del volumen celular es bajo y presenta una concentración de proteína total ligeramente alta. Dicha diferencia está probablemente asociada a la alta tasa metabólica de aves jóvenes



debido a su rápido crecimiento, dado que están consumiendo alta dieta en proteína y carbohidratos (Campbell, 2015). La edad también influye en la cantidad de linfocitos y heterófilos, así como de trombocitos en comparación con aves adultas.

Los leucocitos constituyen las células blancas en sangre, en las aves se presentan 5 tipos: heterófilos en mayor proporción, seguido por eosinófilos, basófilos, linfocitos y monocitos que constituyen menos del 5% (Campbell, 2015; Clark, 2009). Los heterófilos son los leucocitos fagocitos primarios y proliferan en la circulación en respuesta a infecciones, inflamación, estrés. Los linfocitos están involucrados en una variedad de funciones inmunológicas como la producción de inmunoglobulinas (Davis *et al.*, 2008). Los leucocitos en combinación con eosinófilos intervienen en los procesos inflamatorios y están asociados con la defensa contra parásitos (Davis *et al.*, 2008). Los monocitos, células fagocitos de larga vida están asociadas en la defensa contra infecciones y bacterias (Campbell, 1994); de los basófilos su función aún no es del todo clara aunque también aparecen en etapas tempranas de la inflamación (Campbell, 2015). Al igual que en aves sanas, los heterófilos y linfocitos fueron los leucocitos más abundantes en pollos volantones de *B. virginianus*, pero se registraron también basófilos, eosinófilos en una ligera mayor proporción en comparación con polluelos del águila calva *Haliaeetus leucocephalus*, estas aves estaban bajo condiciones ambientales diferentes, en condición de estrés causado por exposición a compuestos organoclorados (Bowerman *et al.*, 2000); así mismo, ligeramente mayor a lo reportado para *Strix aluco*, ave nocturna en la que los valores suelen ser altos con indicativos de salud por trombocitopenia (Spagnolo *et al.*, 2013); los monocitos se mantuvieron en menor proporción dentro del rango para otras aves (Campbell, 2015; Clark, 2009).

Los frotis sanguíneos son un método importante para distinguir morfología de células sanguíneas, así como de parásitos; son importantes como una herramienta de complemento junto a los análisis moleculares. Esto nos permitió observar varias formas anormales en los eritrocitos (Samour, 2005), de las cuales se registraron eritrocitos poiquilocitos en varios volantones, los cuales están relacionados con anemia, con una deficiencia de hierro (Campbell, 2015; Clark *et al.*, 2009); este tipo de eritrocitos pueden aumentar la

eritropoyesis (desarrollo de globulos rojos) por los requerimientos de transporte de hemoglobina y oxígeno a los tejidos (Campbell, 2015; Samour, 2005).

En menor número se observaron eritrocitos con forma de lágrima que también pueden estar relacionados a la anemia (Lumeij, 2008), así como asociados a toxicosis que es una respuesta inflamatoria que se interpreta como un síndrome grave en aves de corta edad debido a deshidratación (Samour, 2005) o algún contaminante como plomo (Lumeij, 2008) o por desnutrición (Swayne, 2013). También se observaron eritrocitos con gránulos de RNA ribosomal que son indicativos de anemia (Campbell, 2015) y son causa de aumento de eritrocitos inmaduros y deformación (eritrocitos con núcleo segmentado, eritroplástico sin núcleo) (Clark *et al.*, 2009). En el caso de los linfocitos se observaron algunas diferencias morfológicas entre los volantones, pero suelen ser normales (Clark *et al.*, 2009).

Por otro lado, las alteraciones en eritrocitos antes mencionadas también están relacionadas a la presencia de hemoparásitos (Clark *et al.*, 2009; Valkiūnas, 2005). En este caso a *Plasmodium*, parásito de la malaria aviar (orden Hemosporida, Phylum: Apicomplexa). En aves adultas puede no mostrar signos clínicos, en cambio en jóvenes puede ocasionar una condición potencialmente mortal con anemia severa y en algunos casos una linfocitosis (Samour, 2005). Este género *Plasmodium* puede realizar la reproducción asexual en la sangre periférica de su hospedero, razón por la que es considerado altamente patógeno (Merino *et al.*, 2000; Palinauskas *et al.* 2016; Valkiūnas, 2005).

En cuatro de los volantones de *B. virginianus* positivos a *Plasmodium* también presentaron eritrocitos anormales a pesar de ser un nivel de parasitemia bajo por tratarse de una infección inicial, posiblemente debida a la corta edad de los polluelos lo que los hace menos expuestos a los vectores (Valkiūnas, 2005). Pero quizás pueda estar también relacionado con una baja densidad de los insectos transmisores en la zona. Son los dípteros (Culicidae) quienes transmiten a *Plasmodium* (Santiago-Alarcon *et al.*, 2012). Las poblaciones de los dípteros vectores pueden estar siendo controladas por las condiciones climáticas extremas, ya que la mayor parte del año es seco-árido con temperaturas elevadas y con periodos cortos de lluvia (diciembre-enero, ocasionales julio-agosto). La presencia de este hemoparásito en los volantones es un indicativo de que la zona del Valle Santo

Domingo es fuente de origen para el género *Plasmodium* con tres especies, de las cuales dos no han sido identificadas y una tercera corresponde a *Plasmodium elongatum* (Ishak *et al.*, 2008). Esta última especie de *Plasmodium* es el primer registro en *B. virginianus*. *P. elongatum* es una especie ampliamente distribuida y se presenta en varios ordenes de aves (Clark *et al.*, 2014; Valkiūnas, 2005); es de importancia particular debido a su patogenicidad tanto en aves silvestres como cautivas (Howe *et al.*, 2012).

Forrester *et al.* (1994), registraron en varias especies de Strigiformes una prevalencia del 63% de hemosporidios, entre ellos a *Plasmodium novyella* para *B. virginianus* con presencia de esquizontes y un alta proporción de gametocitos en aves adultas.

A pesar del nivel de parasitismo bajo en la población de *B. virginianus* del AF del Valle Santo Domingo, es importante dar seguimiento a la población de búhos debido a que los parásitos de *Plasmodium* son considerados altamente patógenos, en particular para hospederos que no han sido expuestos a estos protozoarios (Howe *et al.*, 2012; Palinauskas *et al.*, 2016). Cuando un ave es infectada, puede mantener gametocitos por varios años o incluso toda su vida, actuando como un reservorio de este hemoparásito con la alta probabilidad de dispersarlo (Valkiūnas, 2005), dando origen a las enfermedades infecciosas emergentes facilitadas por alteraciones ambientales causadas por cambio climático o impactos humanos (Daszak y Cunningham, 2003; Ishak *et al.*, 2008; Lüdtke *et al.*, 2013).

Nuestro conteo de células blancas es similar al reportado en adultos en cautiverio de *Strix aluco* (Spagnolo, 2013), cuyos valores son considerados bajos en comparación con otras especies de rapaces. La exposición prolongada a factores estresantes puede ser perjudicial al inhibir crecimiento, funciones inmunes y reproducción. Este nivel de estrés se puede diagnosticar a varias escalas, entre ellas la hematológica en donde el estrés puede causar anemia y alterar la distribución de células blancas (debido a cambios en la función inmune) causando alteración en la relación H:L (Davis *et al.*, 2008). En la escala morfológica, se puede dar pérdida de peso debido a que los glucocorticoides estimulan la movilización de energía e inhiben su almacenamiento.

Los pollos de *B. virginianus* en la zona de área fragmentada, presentan un problema de salud debido a la presencia de parásitos sanguíneos así como a una anemia. Por tanto, es

importante obtener los valores en zona natural para tener un comparativo más concreto de la población de búhos.

### **8.5 Ectoparásitos**

No existe información en el Búho Cornudo para comparar los niveles de ectoparásitos (prevalencia e intensidad media), tampoco en una zona árida fragmentada. En este trabajo no fue posible determinar si la fragmentación del hábitat propicia el aumento en la riqueza y abundancia de ectoparásitos, porque la mayoría de los polluelos-volantones fueron depredados en la condición del área natural durante los años de muestreo.

La presencia de ectoparásitos puede estar determinada por una serie de factores ambientales, algunos relacionados al hospedero y otros a la biología del parásito mismo (Keesing *et al.*, 2010). Así, la variación en los niveles de infestación se ha visto correlacionada con la temperatura, humedad, el clima y la edad del hospedero (Merino y Potti, 1995; Skoruppa *et al.*, 2006; Young *et al.*, 1993).

Al comparar los resultados con otras especies de aves rapaces para las que existe información, encontramos un número mayor de especies de ectoparásitos en los búhos de nuestra área fragmentada en contraste con las otras especies que presentan pocas taxa y la mayoría con prevalencia baja. No obstante, bajo ciertas circunstancias algunas rapaces presentan altas prevalencias. En el caso del Tecolote llanero *Athene cunicularia* del este de Nuevo México, la prevalencia por *C. pectinatum* fue cerca del 50% con una intensidad media de 9 (Pfaffenberger y Wilson, 1985), el doble de nuestro estudio. Estas diferencias pueden estar relacionadas a la edad o las condiciones del hábitat (Moyer *et al.*, 2002); en el estudio de *A. cunicularia* todas las aves fueron adultos, mientras que en el nuestro fueron polluelos-volantones. Si bien, los volantones pueden tener más ectoparásitos que las aves adultas dada sus bajas habilidades de acicalamiento, esta hipótesis no se cumple. La otra explicación puede estar relacionada con las condiciones del hábitat donde *A. cunicularia* fue muestreada, teniendo áreas de pastizal rodeadas por zonas agrícolas con altos niveles de perturbación.

Skoruppa *et al.* (2006) refiere que en *Athene cunicularia hypugaea* registró durante la temporada de invierno bajos niveles de infestación (27%) con sólo dos especies (*C. pectinatum* y *Strigiphilus speotyti*) en pastizales del Sur de Texas. Smith y Belthoff (2001) también observaron pocos piojos (*S. speotyti*) por ave en zona de matorral y pastizal rodeados por áreas agrícolas al suroeste de Idaho. En cambio Smith (1999) encontró a una hembra de *A. cunicularia* incubando al sur de Idaho, infestada con más de 50 piojos cuyo aspecto era de daño en plumas y pobre condición corporal, el nido fracasó poco después de la eclosión de los huevos. Aunque se desconoce con exactitud, algunos autores proponen que los niveles de infestación puedan estar relacionados con la temperatura (Moyer *et al.*, 2002), las cuales pueden ser determinantes en los ciclos reproductivos de varias especies de ectoparásitos como ocurre durante la temporada reproductiva donde el aumento de temperatura y con condiciones de humedad se favorece un microclima que permite el aumento de la población parásita (Skoruppa *et al.*, 2006). No obstante, el hábitat puede ser una fuerte influencia, ya que varias aves de *A. c. hypugaea* fueron localizadas próximas o dentro de las zonas agrícolas y pocas en pastizales naturales (Skoruppa *et al.*, 2006), también ocurre una deficiencia nutricional de las aves durante el invierno, cuando la disponibilidad de alimento es baja en comparación con otras temporadas del año (Morishita *et al.*, 1998).

Por otro lado, la edad de los hospederos también puede influir en los niveles de ectoparásitos, como ocurre en los bosques del NE de California donde la prevalencia de las moscas Hipoboscidas (*Ornithomua anchineuria* e *I. americana*) en adultos fue mayor (7%, con intensidad media de 2.4) que en juveniles del Búho Moteado del Norte (*Strix occidentalis*) (Young *et al.*, 1993). La abundancia de *I. americana* está regulada por el clima, la fase de pupa es más resistente a climas fríos que a climas cálidos (Bennet, 1961; Young *et al.*, 1993). Así la baja intensidad de *I. costa* en el desierto árido de Baja California Sur puede ser atribuida a las altas temperaturas de primavera a otoño. Lo anterior coincide con lo señalado por Tella *et al.* (2000) que refieren una baja prevalencia de la mosca *Microlynchia pusilla* (1%, n = 401) en diversas aves de la península de Baja California, proponiendo que esto puede deberse a factores como el clima en la región. Hunter (1994) registró dos especies de hipobóscidos (*Ornithoica vicina* y *I. americana*) en el Búho

manchado (*Strix occidentalis*) de un bosque mixto perennifolio y un bosque montano del noreste de California con una prevalencia del 33% y una intensidad media de 4.2. En pollos del Cernícalo Americano *Falco sparverius*, monitoreados en cajas nido, fue detectada *Carnus hemapterus* (Diptera) en alta prevalencia pero moderada intensidad media 2.5 (Dawson y Bortolotti, 1997b). *Carnus hemapterus* también fue observada en pollos de la lechuza (*Tyto alba*) de 4 semanas de edad pero no en polluelos más grandes o en búhos adultos (Kirkpatrick y Colvin, 1989). En otras aves de bosques de coníferas en Minnesota, la prevalencia de la mosca *Trypocalliphora braueri* fue de 21% de infestación (Streby *et al.*, 2009).

La alteración del hábitat como la fragmentación (Collinge, 2009) puede favorecer los niveles y transmisión de los ectoparásitos debido a la concentración de hospederos, que suele ser mayor en áreas más pequeñas que en hábitats continuos (Bradley y Altizer, 2007; Greer y Collins, 2008; Lüdtko *et al.*, 2013; Webstern, 2014). Sin embargo, en nuestro estudio no encontramos una relación entre la abundancia de ectoparásitos de un nido y la abundancia de nidos cercanos. Lo que puede ser un factor más probable favoreciendo es la heterogeneidad del hábitat (con los cultivos diversos, ranchos y ganado) tal como se observo en los nidos donde 4 volantones presentaron una severa infestación (>1000 ácaros), ya que los nidos se ubicaron en sitios altamente deteriorados, cerca de caminos, tiraderos de basura, cadáveres de animales domésticos y ganadería intensiva. Estas condiciones también pudieron haber favorecido el alto número de especies hematófagas registrado en el área fragmentada.

Las especies de piojos tienen alto grado de especificidad a sus hospederos (Morishita *et al.*, 2001; Price y Beer, 1963b). Varios géneros de Phthiraptera son restringidos a taxas particulares y algunas especies parasitan solo a una especie de hospedero (Clayton *et al.*, 2008). Los piojos pueden ser los ectoparásitos con mayor prevalencia en las rapaces (Pérez *et al.*, 1996). En nuestro estudio, el piojo masticador *C. pectinatum*, estuvo claramente asociado con los polluelos, teniendo una alta prevalencia y la más alta intensidad media de los Phthiraptera registrados, además de que estuvo presente en los dos búhos del área natural. Registros previos de *C. pectinatum* en especies de búhos son para *Athene*

*cunicularia* (Pfaffenberger y Wilson, 1985), *Athene c. hypugaea*, *Athene brama brama*, *Otus bakkamoena* (Price y Beer, 1963b; Skoruppa *et al.*, 2006) y *Athene noctua* (Rak *et al.*, 1975), *Otus watsonii* y *Tyto alba* (Price *et al.*, 2003) pero no en el Búho Cornudo (Price *et al.*, 2003, Schulz *et al.*, 1989). Por tanto, *B. virginianus* es una nueva especie de hospedero para este ectoparásito.

*Colpocephalum pectinatum* es un piojo que se alimenta de sangre, puede ser vector de endoparásitos (Whiteman y Parker, 2004). Estos piojos son parásitos específicos, no requieren abandonar al huésped para completar su ciclo biológico. Es probable que este piojo pueda afectar la condición corporal de los volantones que presentaron niveles altos de infestación y en particular para cuatro volantones que también presentaron a la mosca, dada la capacidad de transmitir endoparásitos por lo que pueden ser un factor más en limitar la sobrevivencia de los búhos.

El ácaro de plumas *Glaucalges attenuates*, es una especie reportada para el Búho Cornudo y otras especies de búhos (Dabert *et al.*, 2008). Este ácaro es un simbiote obligado permanente, pasa su ciclo de vida completo en el ave hospedera. Son comensales, sin daño y beneficio al hospedero ya que se alimentan de las secreciones esparcidas en la plumas mientras las aves se acicalan (Galloway *et al.*, 2014).

*Ornihtonyssus sylviarum* es un ácaro hematófago parásito de aves, puede ser vector de patógenos (Proctor y Ownes, 2000), es de amplia distribución y ha sido una de las principales plagas en aves de corral (Murillo y Mullens, 2017). Estos ácaros causan irritación, dermatitis severa y anemia (Philips, 2000). En nuestro estudio, dos volantones fueron severamente infestados (> 1000 ácaros) en todo el cuerpo, aunque su prevalencia fue baja, una infestación por esta especie de ácaro puede ser de riesgo para la salud de estas aves debido al mecanismo reproductivo (haplodiploidía) de estos parásitos (McCulloch y Owen, 2012), basta con una sola hembra e incluso inmadura para infestar todo un hospedero (Murillo y Mullens, 2017). Existen reportes de casos en los que especies de este grupo pueden alcanzar más de 50 mil ácaros por ave (Owen *et al.*, 2009; Murillo y Mullens, 2017), niveles altos de infestación pueden causar pérdida del 6% de sangre al día (DeLoach y DeVaney, 1981) que en condiciones de climas extremos puede ser fatal para la

sobrevivencia de los polluelos. Cuando infestan pollos, los huevos son colocados en una región ventilada del ave (anterior a la cloaca), sitio óptimo con plumas y microclima que favorecen a los ácaros al tener una temperatura menor que bajo alas o piel, además de mayor humedad que en otras partes del cuerpo, es una región donde la estructura de las plumas provee un entorno similar a un nido para los ácaros, donde la temperatura está influenciada por la temperatura ambiental (De La Riva *et al.*, 2015).

### ***Hipoboscidae***

La mosca piojo *I. americana* es el hipoboscido más común en la familia Strigidae (Maa, 1969), ya ha sido registrado para *B. virginianus* (Farajollahi *et al.*, 2005). Un hematófago que también puede llegar a afectar la condición de salud (Wood, 2010), ya que puede ser importante vector del virus del Nilo en rapaces de Norte América (Farajollahi *et al.*, 2005; Philips, 2007), la mosca es reconocido como una amenaza para los polluelos debido a su papel en la transmisión parásitos y patógenos (Proudfoot *et al.*, 2006), como protozoarios (*Tripanosoma* sp., *Hamoproteus* sp., *Plasmodium* sp.) filarias de nematodos (*Diptalonema dracunculoides*) y bacterias (*Bartonella schoembuchensis*, *Corynebacterium lipoptenae*) (Krone, 2007, Lloyd, 2002).

Durante 2002, un alto número de búhos cautivos murió en Ontario Canadá debido al virus del Nilo transmitido por la *I. americana*, siendo las aves reproductivas y jóvenes > 1 año las de mayor riesgo (Gancz *et al.*, 2004). En nuestro estudio, la mosca tuvo la más alta prevalencia en los polluelos del Búho Cornudo, en aves con baja densidad poblacional como esta especie de búho, la presencia de especies parasitas pueden disminuir la sobrevivencia de aves jóvenes, por lo que es importante profundizar estudios en los efectos potenciales sobre la salud del búho en la zona. *I. americana* también se ha publicado para *Falco sparverius* (Liébana *et al.*, 2011) con similar nivel de prevalencia y en *Megascops atricapilla*, *M. sanctaecatarinae* y *A. cunicularia* en Brasil (Graciolli y Bispo, 2005).

### ***Cimicidae***

En el caso de la chinche (Cimicidae ge. sp.) su prevalencia fue baja, pero se ha observado en otras especies de aves (*Falco mexicanus* y *Buteo jamaicensis*) que la presencia en



grandes números de este tipo de hemípteros en los nidos (Grubb, 1986) puede causar que los jóvenes polluelos dejen los nidos prematuramente, que los pollos mueran o el nido sea abandonado por los padres durante la eclosión (Boughton *et al.*, 2006; Platt, 1975; Wilson y Oliver, 1978). La chinche fue localizada en un nido ubicado cerca de una colonia rural y zonas de basureros clandestinos.

Registramos varias especies de ectoparasitos en los polluelos-volantones del área fragmentada. No obstante, las aves que viven en ambientes áridos presentan pocos ectoparásitos en comparación con las de ambientes húmedos (Clayton *et al.*, 2008; Moyer *et al.*, 2002), al comparar la abundancia de piojos presentes en las palomas *Zenaida macroura* y *Columbina inca*, la más baja fue en la región de Arizona (3% y 47%) que en la región de Texas (79% y 100%) respectivamente (Moyer *et al.*, 2002).

La probabilidad de transmisión de ectoparasitos entre especies de rapaces puede ser alta en áreas desérticas fragmentadas durante la reproducción, en especial cuando las aves no construyen sus nidos y re-usan los nidos que fueron usados por otras aves y que pudieron ser infectados por parásitos que se mantienen en el nido cuando el hospedero lo abandona, especialmente cuando la disponibilidad de espacios para anidar es limitada en parches de sistemas altamente fragmentados (Collinge, 2009; Phillips y Dindal, 1977). La transmisión también ocurre de manera vertical, de padres a hijos (Phillips, 2007). Es importante mencionar que la pulga, un piojo masticador y uno succionador (Anoplura) son estrictamente parásitos de mamíferos (Durden y Musser, 1994; Lewis, 2000 Price y Hellenthal, 1988), su transmisión a los volantones, pueden haber ocurrido cuando los mamíferos son tomados como alimento por los padres y son llevados al nido, de esta manera los búhos tienden a infestarse por pulgas de roedores (Jellison, 1939; Rothschild y Clay, 1957). Aunque estas son poco frecuentes en aves silvestres, en caso de ocurrir la infestación se restringe a unos pocos individuos (Boughton *et al.*, 2006). La chinche habita en los nidos (especialmente cuando son viejos) y caminan o escalan hacia el hospedero para alimentarse de la sangre. Los insectos de este tipo pueden parasitar a las aves en los nidos como el Búho Cornudo porque esta especie no rellena con material verde para evitar y eliminar parásitos ya que los búhos no construyen sus nidos (Wimberger, 1984).

Los insectos son atraídos a los nidos por razones como la humedad y un ambiente cálido. En localidades con clima semiárido o árido el hábitat protegido por los nidos es esencial para la sobrevivencia de los insectos. Además de que el nido puede proveer suplementos alimenticios abundantes (materia orgánica, pelos, plumas o huéspedes para aquellos insectos hematófagos) (Lehane, 2005).

El uso de insecticidas organoclorados en la zona por la agricultura (Jiménez *et al.*, 2005) para el control de plagas en plantas, posiblemente tenga un efecto indirecto en la sobrevivencia de algunas especies de ectoparásitos, por eso las bajas prevalencias en algunas especies. Se ha documentado que en las plumas de las aves pueden quedar residuos de tales compuestos químicos (Henny y Elliott, 2007).

Muchas aves de presa pueden normalmente tolerar pequeños números de parásitos sin algún efecto dañino, sin embargo, cuando el ave es debilitada, no puede acicalarse adecuadamente o está bajo situación de estrés o falta de alimentación, el número de estos parásitos puede multiplicarse rápidamente a niveles que acentúen o compliquen la condición existente, interferir en comportamiento y desempeño reproductivo o bien la muerte (Clayton *et al.*, 2010; Smith, 1996;). Así, individuos con una carga parasitaria fuerte canalizan más energía hacia la función inmune, lo que puede comprometer la condición física a través de la disminución del éxito reproductivo (Hinkle y Corrigan, 2013).

## **8.6 Conservación**

Los cardones localizados dentro de los fragmentos son el recurso más importante para la anidación de la especie, a pesar de existir otras estructuras en la zona como las casuarinas exóticas, el eucalipto y árboles frutales de talla pequeña como el naranjo y los olivos. Por eso, conservar los remanentes de vegetación nativa dentro de los fragmentos (o parches) se torna muy importante, ya que son primordiales para la anidación de las aves rapaces (*Caracara cheriway*, *Parabuteo unicinctus*, *Tyto alba* y *Athene cunicularia*).

La flexibilidad de *Bubo virginianus* para mantener su población en zonas fragmentadas a pesar de la alteración del hábitat, puede deberse a la disponibilidad de alimento, a consecuencia de la constante humedad por los cultivos, lo que favorece a las poblaciones

presa de estos búhos. Así, estas tierras fragmentadas representan un paisaje importante de forrajeo para el Búho Cornudo durante la temporada reproductiva.

Entender las variables del hábitat que los búhos seleccionan en ambientes fragmentados es clave para determinar prácticas de manejo sustentables que permitan mantener las poblaciones reproductivas de una especie de gran importancia ecológica como depredador tope.

## 9. CONCLUSIONES

- Este es el primer estudio en volantones de *Bubo virginianus* en el contexto de un paisaje fragmentado para México.
- El búho se ve beneficiado por la fragmentación del hábitat en el ambiente desértico dado que la densidad de nidos fue cuatro veces mayor que en AN y porque las parejas de AF inician más temprano (diciembre-enero) su actividad reproductiva que las de AN.
- La disponibilidad de presas y estructuras de anidación pueden ser parte de la causa de un alto éxito de anidación (mayor tamaño de puesta, de éxito de eclosión y de volantones) en el AF.
- La depredación por parte de Lince en el AN fue uno de los factores que más influyo en el éxito reproductivo del búho, causa principal de la baja productividad en el área durante el periodo de muestreo.
- La principal estructura de anidación fue el cardón *Pachycereus pringlei*.
- La longitud de pico completo, culmen y tarso, fueron las medidas morfométricas que mejor explicaron la fracción del peso asociada con el tamaño estructural del búho (condición física).
- Las diferencias en la concentración de proteína total entre machos y hembras está relacionada con las ganancias de peso entre sexos.
- Los parámetros químicos, hematológicos y de proteinogramas indican un estado de anemia en los volantones del AF.
- El AF presentó un alto número de especies de ectoparásitos, tres de ellas de importancia para la salud de los búhos debido a la alta prevalencia e intensidad media registrada, y su capacidad de ser vectores de enfermedades (i.e. *Icosta americana*).
- El piojo *Colpocephalum pectinatum* es primer registro para el Búho Cornudo como nuevo hospedero.
- El ácaro hematófago *Ornihtonyssus silviarum* es una especie de riesgo para los volantones debido a su mecanismo reproductivo.

- Tres secuencias alélicas del género *Plasmodium* fueron registradas en una etapa inicial de infección, dos no identificadas y una como *Plasmodium elongatum*.
- La zona del Valle Santo Domingo es fuente de infección para especies del género *Plasmodium*.
- No se presentó autocorrelación espacial en nidos con ectoparásitos y con *Plasmodium*, por tanto cualquier pollo de un nido puede ser parasitado e infestado independientemente de la cercanía a otros nidos y pollos.
- *Bubo virginianus* se ve afectado en el AF por ecto y endoparásitos con lo que su condición física se ve mermada.
- Los valores de triglicéridos, ácido úrico y relación de albúminas/globulinas son un indicador de la salud de los volantones de *B. virginianus*, por lo tanto de la condición del sistema.
- Este estudio muestra que la productividad de *B. virginianus* se ve favorecida en el AF, pero la condición de salud de los volantones se ve afectada por parasitismo y problemas anémicos.
- Por tanto, *B. virginianus* como depredador tope es un buen indicador de la salud de los ecosistemas desérticos fragmentados.

### **9.1 Recomendaciones**

- Preservar los pequeños fragmentos de vegetación nativa incluyendo el cardón, es esencial para mantener a depredadores tope como el Búho Cornudo.
- Para este depredador, los tamaños de parches que queden en un sistema fragmentado no son limitantes. Lo que podría limitar su ocurrencia y anidación es la disponibilidad de presas.
- Se requiere de un monitoreo a largo plazo, con recapturas múltiples, marcaje y seguimiento de aves individuales para obtener información sobre la dispersión de los búhos juveniles y sus tasas de sobrevivencia.

- Una investigación del ámbito hogareño debe ser conducida en nuestra área de estudio para determinar el solapamiento real entre vecinos, parejas territoriales durante la temporada reproductiva.
- Se debe evaluar la condición física de *B virginianus* como un indicador de la salud del sistema. Si los valores de crecimiento de pico o tarso se modifican, será un indicativo de una baja condición física.
- Es fundamental ampliar el conocimiento en la presencia de endo y hemoparásitos, sus hospederos así como vectores en la zona, para el desarrollo apropiado de estrategias de manejo.
- El diagnóstico de parásitos sanguíneos a través del análisis microscópico debe ser completado con análisis molecular para no subestimar una infección en etapa inicial de parasitismo.

## 10. LITERATURA CITADA

- Acosta, R., J. J. Morrone. 2003. Clave ilustrada para la identificación de los taxones supraespecíficos de Siphonaptera de México. *Acta Zool. Mex.* 89:39-53.
- Akatani, K., T. Matsuo, M. Takagi. 2011. Breeding ecology and habitat use of the daito scops owls (*Otus elegans interpositus*) on an oceanic island. *J. Raptor Res.* 45 (4):315-323.
- Albano, N., J. A. Masero, A. Villegas, J. M. Abad-Gomez, J. M. Sanchez-Guzmán. 2011. Plasma metabolite levels predict bird growth rates: A field test of model predictive ability. *Comp. Biochem. Physiol. A Physiol.* 160:9-15.
- Ammersbach, M., H. Beaufrère, A. G. Rollick, T. Tully. 2015. Laboratory blood analysis in Strigiformes-Part I: hematologic reference intervals and agreement between manual blood cell counting techniques. *Vet. Clin. Pathol.* 44(1):94-108.
- Ardia, D. R. 2006. Glycated hemoglobin and albumin reflect nestling growth and condition in American kestrels. *Comp. Biochem. Physiol. A.* 143:62-66.
- Artacho, P., M. Soto-Gamboa, C. Verdugo, R. F. Nespolo. 2007. Using haematological parameters to infer the health and nutritional status of an endangered black-necked swam population. *Comp. Biochem. Physiol.* 147:1060-1066.
- Artuso, C., C. S. Houston, D. G. Smith, C. Rohner. 2013. Great Horned Owl (*Bubo virginianus*), version 2.0. In: The Birds of North America Rodewald, P. G. (ed.) Cornell Lab of Ornithology, Ithaca, New York, USA. <https://doi.org/10.2173/bna.372>
- Atkinson, T., N. Carter, J. Thomas, D. B. Hunter. 2008. Parasitic diseases of wild birds. Wiley-Blackwell. Iowa, USA. 588p.
- Averbeck, C. 1992. Haematology and blood chemistry of healthy and clinically abnormal great black-backed gulls (*Larus marinus*) and herring gulls (*Larus argentatus*). *Avian Pathol.* 21:215-223.
- Barett, E. M. 1974. Colonization of the Santo Domingo valley. *Ann. Assoc. Am. Geogr.* 64:34-53.
- Baumgartner, F. M. 1939. Territory and population in the Great Horned Owl. *Auk* 56:274-282.
- Beardsell, A., G. Gauthier, J. F. Therrien, J. Bety. 2016. Nest site characteristics, patterns of nest reuse, and reproductive output in an Arctic-nesting raptor, the Rough-legged Hawk. *Auk*, 33:718-732.

- Bent, A. C. 1938. Life histories of North American birds of prey, part 2. *Bull. Unit. Stat. Nat. Museum.* 770:295-357.
- Bennet, J. C. 1961. On three species of Hippoboscidae (Diptera) on birds in Ontario. *Can. J. Zool.* 39:379-406.
- Blanchet, S., O. Rey, R. Etienne, S. Lek, G. Loot. 2010. Species-specific responses to landscape fragmentation: implications for management strategies. *Evol. Appl.* 3:291-304.
- Blanco, G. J., L. Tella, J. Potti, A. Baz. 2001. Feather mites on birds: costs of parasitism or conditional outcomes?. *J Avian Biol.* 32:271-274.
- Bolker, B. M., M. E. Brooks, C. J. Clark, S. W. Geange, J. R. Poulsen, H. H. Stevens, J. S. White. 2009. Generalized Linear Mixed Models: A practical guide for ecology and evolution. *Trends Ecol. Evol.* 24:127-135.
- Boughton, R. K., J. W. Atwell, S. J. Schoech. 2006. An introduced generalist parasite, the sticktight flea (*Echidnophaga gallinacea*), and its pathology in the threatened Florida scrub-jay (*Aphelocoma coerulescens*). *J. Parasitol.* 92(5):941-948.
- Bowden, S. T., J. M. Ferguson, R. V. Ward, M. L. Taper, D. W. Willey. 2015. Breeding season home range and habitat use of Mexican spotted owls (*Strix occidentalis lucida*) below the south rim of Grand Canyon National Park. *Wilson J. Ornithol.* 127(4):678-689.
- Bowerman, W. W., J. E. Stickle, J. G. Sikarskie, J. P. Giesy. 2000. Hematology and serum chemistries of nestling bald eagles (*Haliaeetus leucocephalus*) in the lower peninsula of MI, USA. *Chemosphere.* 41:1575-1579.
- Bradford, M. M. 1976. A rapid and sensitive method for the quantification of microgram quantities of protein utilizing the principle of protein-dye binding. *Anal. Biochem.* 72:248-254.
- Bradley, C. A., S. Altizer. 2007. Urbanization and the ecology of wildlife diseases. *Trends Ecol. Evol.* 22:95-102.
- Braun, E. J., K. L. Sweazea. 2008. Glucose regulation in birds. *Comp. Biochem. Physiol. B.* 151(1):1-9.
- Brown, M. E. 1996. Assessing body conditions in birds. *Curr. Ornithol.* 13:67-135.
- Brown, R. C., V. A. O'Brien. 2011. Are wild birds important in the transport of Arthropod-borne viruses? *Ornithol. Monogr.* 71:1-64.



- Brown, L. J., M. W. Collopy, J. A. Smallwood. 2014. Habitat fragmentation reduces occupancy of nest boxes by an open-country raptor. *Bird Conserv. Int.* 24:364-378.
- Burke, D. M., E. Nol. 2000. Landscape and fragment size effects on reproductive success of forest-breeding birds in Ontario. *Ecol. Appl.* 10:1749-1761.
- Bush, A. O., K. D. Lafferty, J. M. Lotz, A. W. Shostak. 1997. Parasitology meets ecology on its own terms: Margolis et al. revisited. *J. Parasitol.* 83:575-583.
- Campbell, T. 1994. Hematology. In: Ritchie, B.W., G. J. Harrison, L. R. Harrison. *Avian Medicine: Principles and Application*. Wingers Publishing, INC. Florida. 176-198.
- Campbell, T. W. 2015. *Exotic Animal Hematology and Cytology*. Wiley-Blackwell, 424p.
- Cantarero, A., J. López-Arrabé, V. Rodríguez-García, S. González-Braojos, R. Ruiz-De-Castañeda, A. J. Redondo, J. Moreno. 2013. Factors affecting the presence and abundance of generalist ectoparasites in nests of three sympatric hole-nesting Bird species. *Acta Ornithol.* 48(1):39-54.
- Cardona, A., J. J. Carrillo-Rivera, R. Huizar-Alvarez, E. Graniel-Castro. 2004. Salinization in coastal aquifers of arid zones: an example from Santo Domingo, Baja California Sur, Mexico. *Environ. Geol.* 45:350-366.
- Chan, E. T., Pei-I. Lin, G. R. Chang, H. C. Wang, T. H. Hsu. 2012. Hematocrit and plasm chemistry values in adult Collred Scops (*Otus lettia*) and Crested Serpenter Eagles (*Spilornis cheela hoya*). *J. Vet. Med. Sci.* 74(7):893-898.
- Chaplin, S. B., D. A. Diesel, J. A. Kasparie. 1984. Body temperature regulation in red-tailed hawks and Great horned owl; responses to air temperature and food deprivation. *Condor.* 86:175-181.
- Clark, P., W. S. J. Boardman, S. R. Raidal. 2009. *Atlas of clinical avian hematology*. Wiley-Blackwell. Iowa, USA. 181p.
- Clark, N. J., S. M. Clegg, M. R. Lima. 2014. A review of global diversity in avian haemosporidians (*Plasmodium* and *Haemoproteus*: Haemosporida): new insights from molecular data. *Int. J. Parasitol.* 44, 329-338. <http://dx.doi.org/10.1016/j.ijpara.2014.01.004>.
- Clay, T. A. 1969. Key to the genera of the Menoponidae (Amblycera: Mallophaga: Insecta). *Bull. Br. Mus. Nat. Hist. Entomol.* 24:1-26.
- Clay, T. A. 1970. The Amblycera (Phthiraptera: Insecta). *Bull. Br. Mus. Nat. Hist. Entomol.* 25:73-98.

- Clayton, D. H., D. M. Drown. 2001. Critical evaluation of five methods for quantifying chewing lice (Insect: Phthiraptera). *J. Parasit.* 87:1291-1300.
- Clayton, D. H., R. J. Adams, S. E. Bush. 2008. Phthiraptera, the chewing lice. In: Atkinson, C. T., N. J. Thomas, D. B. Hunter (Eds). *Parasitic diseases of wild birds*. Wiley-Blackwell. pp. 515-525.
- Clayton, D. H., J. A. H. Koop, C. W. Harbison, B. R. Moyer, S. E. Bush. 2010. How birds combat ectoparasites. *Open Ornithol. J.* 3:41-71.
- Cohen, A., K. Klasing, R. Ricklefs. 2007. Measuring circulating antioxidants in wild birds. *Comp. Biochem. Physiol. B.* 147:110-121.
- Collinge, S. K. 2009. *Ecology of fragmented landscapes*. The Johns Hopkins University Press. Baltimore.
- Cornulier, T., V. Bretagnolle. 2006. Assessing the influence of environmental heterogeneity on bird spacing patterns: a case study with two raptors. *Ecography*, 29:240-250.
- Craighead, J. J., F. C. Craighead. 1956. *Hawks, owls and wildlife*. Dover Publications, New York, USA. 443 p.
- Crawley, J. M. 2013. *The R Book*. John Wiley y Sons. New Dheli, India. 975p. doi: 10.1002/9780470515075.ch10
- Cray, C., L. Tatum. 1998. Application of protein electrophoresis in avian diagnostic testing. *J Avian Med. Surg.* 12:4-10.
- Cray, C., M. Rodriguez, J. Zaias. 2007. Protein electrophoresis of psittacine plasma. *Vet. Clin. Pathol.* 36:64-72.
- Cuarón, D. A. 2000. A global perspective on habitat disturbance and tropical rainforest mammals. *Conser. Biol.* 14:1574-1579.
- Dabbert, C. B., T. E. Martin, K. C. Powell. 1997. Use of body measurements and serum metabolites to estimate the nutritional status of Mallards wintering in the Mississippi Alluvial Valley, USA. *J. Wildl. Dis.* 33:57-63.
- Dabert, J., R. Ehrnsberger, M. Dabert. 2008. *Glaucalgés tytonis* sp. n. (Analgoidea, Xolalgidae) from the barn owl *Tyto alba* (Strigiformes, Tytonidae): compiling morphology with DNA barcode data for taxon descriptions in mites (Acari). *Zootaxa.* 1719:41-52.

- Dalbeck, L., D. Heg. 2006. Reproductive success of a reintroduced population of Eagle Owls *Bubo bubo* in relation to habitat characteristics in the Eifel, Germany. *Ardea*. 94(1):3-21.
- Daszak, P., A. A. Cunningham, A. D. Hyatt. 2001. Anthropogenic environmental change and the emergence of infectious diseases in wildlife. *Acta Trop.* 78:103-116.
- Daszak, P., A. A. Cunningham. 2003. Anthropogenic change, biodiversity loss, and a new agenda for emerging diseases. *J. Parasitol.* 89:S37-S41.
- Davis, A. K. 2005. Effect of handling time and repeated sampling on avian white blood cell counts. *J. Field Ornithol.* 76:334-338.
- Davis, A. K., D. L. Maney, J. C. Maerz. 2008. The use of leukocyte profiles to measure stress in vertebrates: a review for ecologists. *Funct. Ecol.* 22:760-772.
- Dawson, R. D., G. R. Bortolotti, 1997a. 1997. Total plasma protein level as an indicator of condition in wild American kestrels (*Falco sparverius*). *Can J. Zoolog.* 75:680-686.
- Dawson, R. D., G. R. Bortolotti. 1997b. Ecology of parasitism of nestling American kestrels by *Carnus hemapterus* (Diptera: Carnidae). *Can J. Zool.* 75:2021-2026.
- De La Riva, D. G., D. Soto, B. A. Mullens. 2015. Temperature governs on-host distribution of the Northern Fowl mite, *Ornithonyssus sylviarum* (Acari: Macronyssidae). *J. Parasitol.* 101 (1):18-23.
- DeLoach, J. R., J. A. De Vaney. 1981. Northern fowl mite ingests large quantities of blood from white leghorn hens. *J. Med. Entomol.* 18:374-377.
- Dirzo, R., P. H. Raven. 2003. Global state of biodiversity and loss. *Annu. Rev. Environ. Resour.* 28:137-167.
- Dobado-Berrios, P, M. Ferrer. 1997. Age-related changes of plasma alkaline phosphatase and inorganic phosphorus, and late ossification of the cranial roof in the Spanish imperial eagle (*Aquila adalberti* C. L. Brehm, 1861). *Physiol Zool.* 70 (4):421-427.
- Donazar, J. A., F. Hiraldo, M. Delibes, R. Rodríguez-Estrella. 1989. Comparative food habits of the Eagle Owl *Bubo bubo* and the Great Horned Owl *Bubo virginianus* in six palearctic and nearctic biomes. *Ornis Scand.* 20:298-306.
- Duerr, E. A., T. A. Miller, K. L. Cornell-Duerr, M. J. Lanzone, A. Fesnock, T. E. Katzner. 2015. Landscape-scale distribution and density of raptor populations wintering in anthropogenic-dominated desert landscapes. *Biodivers. Conserv.* 24:2365-2381.
- Durden, L. A, G. G. Musser. 1994. The mammalian hosts of the sucking lice (Anoplura) of the world: a host-parasite list. *Bull. Soc. Vector Ecol.* 19(2):130-168.

- Enríquez-Rocha, P., J. L. Rangel-Salazar, D. W. Holt. 1993. Presence and distribution of Mexican owls: A review. *J. Raptor Res.* 27:154-160.
- Ewers, M. R., R. K. Didham. 2005. Confounding factors in the detection of species responses to habitat fragmentation. *Biol. Rev.* 81:117-142.
- Ewing, H. E., I. Fox. 1943. The fleas of North America. Misc. Publ. Whashington, USA. 143p.
- Fahrig, L. 2003. Effects of habitat fragmentation on biodiversity. *Ann. Rev. Ecol. Evol. Syst.* 34:487-515.
- Fahrig, L. 2013. Rethinking patch size and isolation effects: the habitat amount hypothesis. *J. Biogeogr.* 40:1649-1663.
- Farajollahi, A., W. J. Crans, D. Nickerson, P. Bryant, B. Wolf, A. Glaser, T. G. Andreadis. 2005. Detection of West Nile Virus RNA from the louse fly *Icosta americana* (Diptera: Hippoboscidae). *J. American Mosquito Cont. Ass.* 21(4):474-476.
- Feare, C. J. 2010. Role of wild birds in the spread of highly pathogenic Avian Influenza Virus H5N1 and implications for global surveillance. *Avian Dis.* 54:201-212.
- Ferrer, M. 1993. Blood chemistry studies in birds: some applications to ecological problems. *Comp. Biochem. Physiol.* 1:1031-1044.
- Ferrer, M., P. Dobado-Berrios. 1998. Factors affecting plasma chemistry values of the Spanish imperial eagle, *Aquila asaberti*. *Comp. Biochem. Physiol. Part A.* 120:209-217.
- Filloy, J., M. I. Bellocq. 2007. Respuestas de las aves rapaces al uso de la tierra: un enfoque regional. *Hornero.* 22:131-140.
- Folstad, I., A. J. Karter. 1992. Parasites, bright males and the immunocompetence handicap. *Am. Nat.* 139:603-622.
- Forero, M. G., J. González-Solis, J. M. Igual, K. A. Hobson, X. Ruíz, G. Viscor. 2006. Ecological and physiological variance in T-cell mediated immune response in Cory's shearwaters. *Condor.* 108:865-876.
- Forrester, D. J., S. R. Telford, G. W. Foster. 1994. Blood parasites of raptors in Florida. *J. Raptor Res.* 28(4):226-231.
- Formoso, E. A., P. Teta, C. Germán. 2012. Food habits of the Magellanic Horned Owl (*Bubo virginianus magellanicus*) at southernmost Patagonia, Argentina. *J. Raptor Res.* 46(4):401-406.

- Fortin, M. J., M. Dale. 2005. Spatial analysis a guide for ecologists. Cambridge University Press. New York, USA. 365p.
- Frank, A. R., R. L. Scott. 1998. Great Horned Owl (*Bubo virginianus*) productivity and home range, characteristics in a Shortgrass Prairie. In: Biology and conservation of owls of the Northern Hemisphere, 2nd International Symposium. 185-189.
- Fridolfsson, A. K., H. Ellegren. 1999. A simple and universal method for molecular sexing of non-Ratite Birds. *J. Avian Biol.* 30:116-121.
- Galeotti, P., R. Sacchi. 2003. Differential parasitemia in the Tawny Owl (*Strix aluco*): effects of colour morph and habitat. *J. Zool.* 261:91-99.
- Gallo, L., F. Quintana, W. S. Svalgelj, M. Uhart. 2013. Hematology and blood chemistry values in free-living Imperial Cormorants (*Phalacrocorax atriceps*). *J. Avian Dis.* 57:737-743.
- Galloway, T. D., H. C. Proctor, S. V. Mironov. 2014. Chewing lice (Insecta: Phthiraptera: Amblycera, Ischnocera) and feather mites (Acari: Astigmatina: Analgoidea, Pterolichoidea): ectosymbionts of grassland birds in Canada. In: Cárcamo H. A., D. J. Giberson (eds). *Arthropods of Canadian Grasslands: Biodiversity and Systematics. Part 1. Biological Survey of Canada.* pp139-188.
- Gálvez, C. F., B. G. Ramírez, J. H. Osorio. 2009. Laboratorio clínico en hematología de aves exóticas. *Biosalu.* 8:178-188.
- Gagné, A. S., J. L. Bates, R. O. Bierregaard. 2015. The effects of road and landscape characteristics on the likelihood of a Barred Owl (*Strix varia*) vehicle collision. *Urban Ecosyst.* 18:1007-1020.
- Gancz A. Y., I. K. Barker, R. Lindsay, A. Dibernardo, K. McKeever, B. Hunter. 2002. West Nile virus outbreak in North American owls, Ontario. *Emerg. Infect. Dis.* 10(12):2135-2142.
- García-Rodríguez, T., M. Ferrer, F. Recio, J. Castroviejo. 1987. Circadian rhythms of determined blood chemistry values in Buzzards and Eagle owls. *Comp. Biochem. Physiol.* 88A:663-669.
- Gómez-Ramírez, P., E. Martínez-López, P. Jiménez, P. María-Mojica, J. M. Pérez-García, M. León-Ortega, A. J. García-Fernández. 2016. Haematocrit and blood biochemical parameters in free-living Eurasian eagle owls (*Bubo bubo*) from Southeastern Spain: study of age and sex differences. *Eur. J. Wildl. Res.* 62:557-564.

- Goodrich, J. L., S. E. Senner. 1988. Recent trends of wintering Great Horned Owl (*Bubo virginianus*) Red-Tailed Hawks (*Buteo jamaicensis*) and two of their avian prey in Pennsylvania. *J. Pa. Acad. Sci.* 62:131-137.
- Godfrey, D. R., A. M. Fedynich, D. B. Pence. 1987. Quantification of hematozoa in blood smears. *J. Wildl. Dis.* 23(4):558-565.
- Graciolli, G., A. A. Bispo. 2005. Hippoboscidae (Diptera) ectoparasitos sobre seis especies de corujas (Strigiformes) no estado do Paraná, Sul do Brasil. *Rev. Brasileira Ornitol.* 13:181-182.
- Greer, L. A., J. P. Collins. 2008. Habitat fragmentation as a result of biotic and abiotic factors controls pathogen transmission throughout a host population. *J Anim. Ecol.* 77:364-369.
- Grubb, T. G. 1986. *Haemosiphon inodorus* (Hemiptera: Cimicidae) in a Nest of a Bald Eagle (*Haliaeetus leucocephalus*) in Arizona. *J. Wildlife Dis.* 22:125-127.
- Grismer, L. L. 2002. Amphibians and reptiles of Baja California, including its Pacific islands and the islands of the Sea of Cortes. University of California. Press Berkeley, California, USA.
- Grossman, S. R., S. J. Hannon, A. Sánchez-Azofeifa. 2008. Responses of Great Horned Owls (*Bubo virginianus*), Barred Owls (*Strix varia*), and Northern Saw-whet Owls (*Aegolius acadicus*) to forest cover and configuration in an agricultural landscape in Alberta, Canada. *Can. J. Zool.* 86:1165-1172.
- Guzmán-Cornejo, C., L. García, G. Rivas, B. Mendoza, D. Osorio, G. P. Montiel. 2012. Manual de prácticas de metazoarios parásitos de vertebrados. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 141p.
- Habel, J. C., R. K. Mulwa, F. Gassert, D. Rödder, W. Ulrich, L. Borghesio, M. Husemann, L. Lens. 2014. Population signatures of large-scale, long-term disjunction and small-scale, short-term habitat fragmentation in an Afrotropical forest bird. *Heredity.* 113:205-214.
- Hall, R. E. 1981. The mammals of North America. 2<sup>a</sup>. Edition, John Wiley & Sons. New York.
- Hanski, I. 2015. Habitat fragmentation and species richness. *J. Biogeogr.* 42:989-994.
- Harr, K. E. 2005. Diagnostic value of biochemistry. In: Harrison G., T. Lightfoot. 2005. Clinical avian medicine. Harrison's bird food. [http://avianmedicine.net/publication\\_cat/clinical-avian-medicine/](http://avianmedicine.net/publication_cat/clinical-avian-medicine/)

- Heeb, P., I. Werner, M. Kolliker, H. Richner. 1998. Benefits of induced host responses against an ectoparasites. *Proc. Roy. Soc. B* 265:51-56.
- Henny, C. J, J. E. Elliott. 2007. Toxicology. In: Bird D. M., K. L. Bildstein (eds.). Raptor research and management techniques manual. Hancock House Publishing, Ltd. Surrey, British Columbia, Canada. pp 329-350.
- Hernández, M., A. Margalida. 2010. Hematology and blood chemistry reference values and age-related changes in wild Bearded vultures (*Gypaetus barbatus*). *J. Wildlife Dis.* 46(2):390-400.
- Hinam, L. H., C. C. St. Clair. 2008. High levels of habitat loss and fragmentation limit reproductive success by reducing home range size and provisioning rates of Northern saw-whet owls. *Biol. Conser.* 141:524-535.
- Hinkle, N. C., R. M. Corrigan. 2013. External parasites and poultry pests. In: Swayne D. E., J. R. Glisson, L. R. McDougald, L. K. Nolan, D. L. Suarez, V. Nair, (eds). Diseases of poultry. Wiley-Blackwell. pp 1099-1116.
- Hochleithner, M. 1994. Biochemistries. In: Ritchie, B. W., G. J. Harrison, L. R. Harrison (eds.). Avian medicine: Principles and application, Wingers, Lake Worth, Florida. pp. 2 23-245.
- Hoffmeister, D. F., H. W. Setzer. 1947. The postnatal development of two broods of Great Horned Owls (*Bubo virginianus*). *Univ. Kansas Publ. Mus. Nat. Hist.* 1:157-173.
- Holmes, C. J. 1996. Parasites as threats to biodiversity in shrinking ecosystems. *Biodivers. Conserv.* 5:975-983.
- Houston, C. S., C. M. Francis. 1995. Survival of Great Horned Owls in relation to the snowshoe hare cycle. *Auk.* 112:44-59.
- Houston, C. S., D. G. Smith, C. Rohner. 1998. Great Horned Owl (*Bubo virginianus*). *Birds of North America.* 372:1-28.
- Houston, C. S. 1975. Reproductive performance of Great Horned Owls in Saskatchewan. *Bird-Banding* 46:302-304.
- Howe, L., I. C. Castro, E. R. Schoener, S. Hunter, R. K. Barraclough, M. R. Allex. 2012. Malaria parasites (*Plasmodium* spp.) infecting introduced, native and endemic New Zealand birds. *Parsitol. Res.* 110:913-923.
- Hunter, J. E., R. J. Gutiérrez, A. B. Franklin, D. Olson. 1994. Ectoparasites of the Spotted Owl. *J. Raptor Res.* 28:232-235.

- Hunter, D. B., C. Rohner, D. C. Currie. 1997. Mortality in fledgling Great Horned Owls from black fly hematophaga and leucocytozoonosis. *J. Wildl. Dis.* 33:486-491.
- INEGI, (Instituto Nacional de Estadística y Geografía). 2013. Anuario Estadístico de Baja California Sur. [www.inegi.org.mx](http://www.inegi.org.mx)
- Ibáñez-Bernal, S., F. González-García, D. Santiago-Alarcon. 2015. New bird host records for *Ornithoctona fusciventris* (Diptera: Hippoboscidae) in Mexico. *Southwest. Nat.* 60(4):377-381.
- Ishak, H. D., J. P. Dumbacher, N. L. Anderson, J. J. Keane, G. Valkiūnas, S. M. Haig, L. A. Tell, R. N. Sehgal. 2008. Blood parasites in owls with conservation implications for the Spotted Owl (*Strix occidentalis*). *Plos One* 3(5):e2304.
- Ishak, H. D., C. Loiseau, A. C. Hull, R. N. M. Sehgal. 2010. Prevalence of blood parasites in migrating and wintering California hawks. *J. Raptors Res.* 44:215-223.
- Jellison, W. L. 1939. Sylvatic Plague: Studies of predatory and scavenger birds in relation to its epidemiology. *Public Health Rep.* (1896-1970) 54:792-798.
- Jiménez, B., R. Rodríguez-Estrella, R. Merino, G. Gómez, L. Rivera, M. J. González, E. Abad, J. Rivera. 2005. Results and evaluation of the first study of organochlorine contaminants (PCDDs, PCDFs, PCBs and DDTs), heavy metals and metalloids in birds from Baja California, México. *Environ. Pollut.* 133:139-146.
- Johnsgard, A. P. 2002. North American Owls, biology and natural history. Second edition. Smithsonian Institution Press, Washington, USA.
- Johnson, P. K., D. H. Clayton. 2003. The biology, ecology, and evolution of chewing lice. In: Price, R. D., R. A. Hellenthal, R. L. Palma, K. P. Johnson, D. H. Clayton. The Chewing lice: World checklist and biological overview. INHS Special Publication 24. 501 p.
- Johnson, M. A., T. J. Karels. 2015. Partitioning the effects of habitat fragmentation on rodent species richness in an urban landscape. *Urban Ecosyst.* 1-14.
- Joseph, V. 1999. Raptor hematology and chemistry evaluation. *Vet. Clin. N. Am. Exotic Anim. Pract.* 2:689-699.
- Kajtoch, Ł., M. Zmihorski, P. Wiczorek. 2015. Habitat displacement effect between two competing owl species in fragmented forests. *Pop. Ecol.* 57:517-527.
- Kareiva, P. 1987. Habitat-fragmentation and the stability of predator-prey interactions. *Nature.* 326:28-290.



- Keesing, F., L. K. Belden, P. Daszak, A. Dobson, C. D. Harvell, R. Holt, .P. Hudson, A. Jolles, K. Jones, C. Mitchell, S. Myers, T. Bogich, R. Ostfeld. 2010. Impacts of biodiversity on the emergence and transmission of infectious diseases. *Nature*. 46:647-652.
- Kirk, A. K., C. Hyslop. 1998. Population status and recent trends in Canadian raptors: a review. *Biol. Conserv.* 83(1):91-118.
- Kirkpatrick, C. E., B. A. Colvin. 1989. Ectoparasitic fly *Carnus hemapterus* (Diptera: Carnidae) in a nesting population of common Barn-owls (Strigiformes: Tytonidae). *J. Med. Entomol.* 26:109-112.
- Klasing, C. K. 2013. Nutritional diseases. In: Swayne, E. D. (ed). Diseases of poultry. Wiley-Blackwell. Georgia, USA. pp. 1206-1232.
- Koop, A. H., D. H. Clayton. 2013. Evaluation of two methods fo quantifying passeriform lice. *J. Field Ornithol.* 84(2):210-215.
- Kopij, G. 2016. Diet of the Great Horned Owl, *Bubo virginianus*. Along a vegetation gradient in Oregon. *Northwest. Nat.* 97:63-65.
- Kristan, W. B., W. I. Boarman. 2007. Effects of anthropogenic developments on common raven nesting biology in the west Mojave Desert. *Ecol. Appl.* 17:1703-1713.
- Krone, O. C. 2007. Pathology: Endoparasites. In: Bird, D. M., K. L. Bildstein (eds). Raptor management techniques manual. Hancock House Publishers, WA, U.S.A. pp 318-328.
- Lampila, P., M. Mönkkönen, A. Desrochers. 2005. Demographic responses by birds to forest fragmentation. *Conserv. Biol.* 19:1537-1546.
- Langley, W. 2015. Landscape differences around nest of Great-Horned Owls and Red-Tailed hawks. *Trans. Kans. Acad. Sci.* 118:1-2.
- Lanzarot, M. P., V. Barahona, M. San Andrés, M. Fernández-García, C. Rodríguez. 2005. Hematologic, protein electrophoresis, biochemistry, and cholinesterase values of free-living Black stork nestlings (*Ciconia nigra*). *J. Wildlife Dis.* 41(2):379-386.
- Liébana, M. S., M. A. Santillán, A. C. Cicchino, J. H. Sarasola, P. Martínez, S. Cabezas, M. S. Bó. 2011. Ectoparasites in free-ranging American Kestrels in Argentina: Implications for the transmission of viral diseases. *Raptors Res. Found.* 45(4):335-341.
- Lehane, M. 2005. The biology of blood sucking in insects. Cambridge University Press. [www.cambridge.org/9780521836081](http://www.cambridge.org/9780521836081)

- Lewis, R. E. 2000. A taxonomic review of the North American genus *Orchopeas* Jordan, 1933 (Siphonaptera: Ceratophyllidae: Ceratophyllinae). *J. Vector Ecol.* 25:164-187.
- Lill, A. 2011. Sources of variation in blood glucose concentration of free-living birds. *Avian Biol. Res.* 4(2):78-86.
- Limiñana, R., J. R. López-Olvera, M. Gallardo, M. Fordham, V. Urios. 2009. Blood chemistry and hematologic values in free-living nestlings of Montagu's Harriers (*Circus pygargus*) in a natural habitat. *J. Zoo Wildl. Med.* 40(4):687-695.
- Llinas-Gutiérrez, J., G. A. Arnaud, M. Acevedo. 1991. Food habits of the Great Horned Owl (*Bubo virginianus*) in the Cape region of Lower California, Mexico. *J. Raptor Res.* 25:140-141.
- Lloyd, J. E. 2002. Louse flies, keds, and related flies (Hippoboscoidea). In: Mullen, G. R., L. A. Durden (eds.). *Medical and veterinary entomology*. Academic Press, San Diego, CA U.S.A. 349-362.
- Loye, J. E., S. P. Carroll. 1995. Birds, bugs and blood: avian parasitism and conservation. *Trends Ecol. Evol.* 10(2):232-235.
- Loye, J. E., S. P. Carroll. 1998. Ectoparasite behavior and its effects on avian nest site selection. *Ann. Entomol. Soc. Am.* 91(2):159-163.
- Lumeij, J. T., I. Westerhof. 1987. Blood chemistry for the diagnosis of hepatobiliary disease in birds. *Vet. Quart.* 3:255-261. DOI:10.1080/01652176.1987.9694110
- Lumeij, J. T., J. D. Remple. 1992. Plasma bile acid concentrations in response to feeding in peregrine falcons (*Falco peregrinus*). *Avian Dis* 36(4):1060-1062.
- Lumeij, J. T., B. Maclean. 1996. Total protein determination in Pigeon plasma and serum: comparison of refractometric methods with the Biuret method. *J. Avian Med. Surg.* 14:441-444.
- Lumeij, J. T. 2008. Avian Clinical Biochemistry. In: Kaneko J.J., J.W. Harvey, M. L. Bruss (eds.). *Clinical Biochemistry of Domestic Animals*, 6th Ed. San Diego, Academic Press, pp 839-872.
- Lüdtke, B., I. Moser, D. Santiago-Alarcon, M. Fischer, E. K.V. Kalko, H. M. Shcafer, M. Suarez-Rubio, M. Tschapka, S. C. Renner. 2013. Associations of forest type, parasitism and body condition of two European passerines, *Fringilla coelebs* and *Sylvia atricapilla*. *Plos One.* 8 (12):1-9.

- Lynn, S. E., A. J. Porter. 2008. Trapping initiates stress response in breeding and non-breeding house sparrows *Passer domesticus*: implications for using unmonitored traps in field studies. *J. Avian Biol.* 39:87-94.
- Maa, T. C. 1969. A revised checklist and concise host index of hippoboscidae (Diptera). *Pacif. Ins. Monogr.* 20:261-299.
- Mader, J. W. 1973. Notes on nesting Great Horned Owls in southern Arizona. *J. Raptor Res.* 7:109-111.
- Marini, A. M. 2001. Effects of forest fragmentation on birds of the cerrado region, Brazil. *Bird Conserv. Inter.* 11:13-25.
- Martínez, J., J. Martínez de la Puente, J. Herrero, S. del Cerro, E. Lobato, J. Rivero de Aguilar, R. A. Vásquez, S. Merino. 2009. A restriction site to differentiate *Plasmodium* and *Haemoproteus* infections in birds: On the inefficiency of general primers for detection of mixed infections. *J. Parasitol.* 136:713-722.
- Martínez, J., R. A. Vásquez, A. Marqués, A. Díez-Fernández, S. Merino. 2016. The prevalence and molecular characterization of blood parasites infecting the vulnerable Tama rugo Conebill (*Conirostrum tamarugense*) and other birds in the Pampa del Tamarugal, Chile. *Emu* 116:310-314.
- Martínez, S. C. A. 2015. Comparación de la ecología trófica del Búho Cornudo (*Bubo virginianus*) en un zona natural y una fragmentada del matorral desértico en Baja California Sur. Tesis (Maestría). CIBNOR. La Paz.
- Masello, J. F., R. G. Choconi, M. Helmer, T. Kremberg, T. Lubjuhn, P. Quillfeldt. 2009. Do leucocytes reflect condition in nestling burrowing parrots *Cyanoliseus patagonus* in the wild?. *Compar. Biochem. Physiol, A.* 152:176-181.
- Mbora, N. M. D., M. A. McPeck. 2009. Host density and human activities mediate increased parasite prevalence and richness in primates threatened by habitat loss and fragmentation. *J. Anim Ecol.* 78:210-218.
- McCallum, H., A. Dobson. 2002. Disease, habitat fragmentation and conservation. *Proc. R. Soc. Lond.* 269:2041-2049.
- McCulloch, J. B., J. P. Owen. 2012. Arrhenotoky and oedipal mating in the northern fowl mite (*Ornithonyssus sylviarum*) (Acari: Gamasida: Macronyssidae). *Parasit. Vectors.* 5:281. doi:10.1186/1756-3305-5-281.
- Melián, C. J., J. Bascompte. 2002. Food web structure and habitat loss. *Ecol. Lett.* 5:37-46.

- Mendenhall, D. C., H. M. Archer, F. O. Brenes, C. H. Sekercioglu, R. M. Sehgal. 2013. Balancing biodiversity with agriculture: Land sharing mitigates avian malaria prevalence. *Conserv. Lett.* 6:125-131.
- Merino, S., J. Potti. 1995. Mites and blowflies decrease growth and survival in nestling pied flycatchers. *Oik.* 73:95-103.
- Merino, S., J. Moreno, J. J. Sanz, E. Arreiro. 2000. Are avian blood parasites pathogenic in the wild? A medication experiment in Blue Tits (*Parus caeruleus*). *Proc. R. Soc. Lond. Ser. B Biol. Sci.* 267:2507-2510.
- Mikkola, H. 2012. Owls of the world. A Firefly book. USA. 512 p.
- Miller, J. M. 2014. Hippoboscidae (Insecta: Diptera). Ectoparasitos en aves de Panamá, claves de identificación, hospederos y distribución. *Scientia.* 24 (1):51-68.
- Minor, F. W., M. Minor, M. F. Ingraldi. 1993. Nesting of Red-Tailed Hawks and Great Horned Owls in a central New York urban/suburban area. *J. Field Ornithol.* 64:433-439.
- Mona S., N. Ray, M. Arenas, L. Excoffier. 2014. Genetic consequences of habitat fragmentation during a range expansion. *Heredity.* 112:291-299.
- Morrell, T. E., R. H. Yahner. 1994. Habitat characteristics of Great Horned Owls in southcentral Pennsylvania. *J. Raptor Res.* 28:164-170.
- Moller, A. P., L. Rózsa. 2005. Parasite biodiversity and host defenses: chewing lice and immune response of their avian hosts. *Oecol.* 142:169-176.
- Morishita, T. Y., A. T., Fullerton, L. J., Lowenstein, I. A. Gardner, D. L. Brooks. 1998. Morbidity and mortality in free-living raptorial birds of northern California: a retrospective study, 1983-1994. *J. Avian Med. Surg.* 12:78-81.
- Morishita, Y. T., J. W. Mertins, D. G. Baker, C. M. Monahan, D. L. Brooks. 2001. Occurrence and species of lice on free-living and captive raptors in California. *J. Avian Medic. Surg.* 15(4):288-292.
- Mosiño, P. A., E. García. 1974. The climate of Mexico. World survey of climatology. In: Bryson, R. A., F. K. Hare (eds.), vol. II, Climates of North America, London: Elsevier. pp 345-404.
- Moyer, R. B., M. D. Drown, D. H. Clayton. 2002. Low humidity reduces ectoparasites pressure: implications for host life history evolution. *Oikos.* 97:223-228.

- Moyer, R. B., D. H. Clayton. 2004. Avian defenses against ectoparasites. In: Helmut F. V. Emden y Miriam Rothschild (eds.). Insect and bird interactions. And over, Hampshire, U.K. pp 243-259.
- Mueller-Dombois, D., H. Ellenberg. 1974. Aims and methods of vegetation ecology. John Wiley and Sons, N. Y. 547 p.
- Muriel, R., D. Schmidt, C. P. Catabuig, J. Patino-Martinez, M. Ferrer. 2013. Factors affecting plasma biochemistry parameters and physical condition of Osprey (*Pandion haliaetus*) nestlings. *J. Ornithol.* 154:619-632.
- Murillo, A. C., B. A. Mullens. 2017. A review of the biology, ecology, and control of the northern fowl mite, *Ornithonyssus sylviarum* (Acari: Macronyssidae). *Vet. Parasitol.* 246:30-17.
- Murphy, K. R. 1997. Importance of Prairie Wetlands and avian prey to breeding Great Horned Owl (*Bubo virginianus*) in Northwestern North Dakota. In: Biology and conservation of owls of the Northern Hemisphere, 2nd International Symposium. pp 286-298.
- O'donnell, J. A., R. Garbett, A. Morzenti. 1978. Normal fasting plasma glucose levels in some birds of prey. *J. Wild. Dis.* 14 (4):479-481.
- Olgada, D. L., P. M. Kibuthu. 2012. Breeding ecology of mackinder's Eagle owls (*Bubo capensis mackinderi*) in farmlands of central Kenya. *J. Raptor Res.* 46(4):327-335.
- Orians, G., F. Kuhlman. 1956. Red-tailed Hawk and Horned Owl populations in Wisconsin. *Condor.* 58: 71-385.
- Owen, J. P., M. E. Delany, C. C. Cardona, A. A. Bickford, B. A. Mullens. 2009. Host inflammatory response governs fitness in an avian ectoparasite, the northern fowl mite (*Ornithonyssus sylviarum*). *Int. J. Parasitol.* 39:789-799.
- Palinauskas, V., R. Ziegyte, T. A. Lezhova, M. Ilgunas, R. Bernotiene, G. Valkiunas. 2016. Description, molecular characterisation, diagnostics and life cycle of *Plasmodium elongatum* (lineage PERITUB01), the virulent avian malaria parasite. *Int. J. Parasitol.* 46:697-707.
- Pande, S., A. Pawashe, M. Mahajan, A. Mahabal, C. Joglekar, Y. Reuven. 2011. Breeding biology, nesting habitat, and diet of the Rock Eagle-Owl (*Bubo bengalensis*). *J. Raptor Res.* 45(3):211-219.
- Peig, J., A. J. Green. 2009. New perspectives for estimating body condition from mass/length data: the scaled mass index as an alternative method. *Oik.* 118:1883-1891.

- Peig, J., A. J. Green. 2010. The paradigm of body condition: A critical reappraisal of current methods based on mass and length. *Func. Ecol.*, 24:1323-1332.
- Penteriani, M., M. Delgado, H. Cazassus. 2001. Effects of landscape spatial structure and composition on the settlement of the Eagle Owl *Bubo bubo* in a Mediterranean habitat. *Ardea* 89:331-340.
- Penteriani, V., M. M. Delgado. 2010. Búho real, *Bubo bubo*. En: Salvador, A., Bautista, L. M. (Eds.) Enciclopedia Virtual de los Vertebrados Españoles. Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid. <http://www.vertebradosibericos.org/>
- Peréz, M. J., I. Ruiz-Martínez, J. E. Cooper. 1996. Occurrence of chewing lice on Spanish raptors. *Ardeola* 43(2):129-138.
- Petersen, L. 1979. Ecology of Great Horned Owls and Red-Tailed Hawks in southeastern Wisconsin. Wisconsin Department of Natural Resources Technical Bulletin, 1-60.
- Pfaffenberger, G. S., C., Wilson. 1985. Ectoparasites of vertebrates cohabiting Black-tailed Prairied Dog towns in Eastern New Mexico. *J. Wildlife Dis.* 21:69-72.
- Philips J. R. 2000. A review and checklist of the parasitic mites (Acarina) of the Falconiformes and Strigiformes. *Raptor Res. Found.* 34(3):210-231.
- Philips, J. R. 2007. Pathology, Ectoparasites. In: Bird D.M., K. L. Bildstein (eds.). Raptor management techniques manual. Hancock House Publishers, Blaine, Washington, U.S.A. pp 311-317.
- Phillips, J. R., D. L. Dindal. 1977. Raptor nests as a habitat for invertebrates: A review. *Raptor Res. Found.* 11:87-96.
- Pietiäinen, H., H. Kolunen. 1993. Female body condition and breeding of the Ural owl *Strix uralensis*. *Funct. Ecol.* 7:726-735.
- Pimm, S., P. Raven, A. Peterson, Ç. H. Sekercioglu, P. R. Ehrlich. 2006. The future of biodiversity. *Science* 269:347-350.
- Pineda, E., G. Halffter. 2004. Species diversity and habitat fragmentation: frogs in a tropical montane landscape in Mexico. *Biol. Conserv.* 117:499-508.
- Platt, W. S. 1975. The Mexican chicken bug as a source of raptor mortality. *Wilson Bull.* 87(4):557-558.
- Price, D. R., J. R. Beer. 1963a. Species of *Colpocephalum* (Mallophaga: Menoponidae) parasites upon the falconiformes. *Can. Entomol.* 95:731-763.

- Price, D. R., J. R. Beer. 1963b. The species of *Colpocephalum* (Mallophaga: Menoponidae) known to occur on the Strigiformes. *J. Kans. Entomol. Soc.* 36:58-64.
- Price, D. R., R. A. Hellenthal. 1988. A new species of *Geomydoecus* (Mallophaga: Trichodectidae) from *Pappogeomys* (Rodentia: Geomyidae) pocket gophers in Jalisco, México. *J. Entomol. Sci.* 23:212-215.
- Price, R. D., R. A. Hellenthal, L. R. Palma, K. P. Johnson, D. H. Clayton. 2003. The chewing lice: world checklist and biological overview. Illinois Natural History Survey Special Publication 24. 501 pp.
- Proctor, H., I. Owens. 2000. Mites and birds: diversity, parasitism and coevolution. *Trends Ecol. Evol.* 15:358-364.
- Proudfoot, G. A., P. D. Teel, R. M. Mohr. 2006. Ferruginous Pygmy-Owl (*Glaucidium brasilianum*) and Eastern Screech-Owl (*Megascopes asio*): New hosts for *Philornis mimicola* (Diptera: Miscidae) and *Ornithodoros concanensis* (Acari: Argasidae). *J. Wildlife Dis.* 42:873-876.
- Raberg, L., J. A. Nilsson, P. Ilmonen, M. Stjernman, D. Hasselquist. 2000. The cost of an immune response: vaccination reduces parental effort. *Ecol. Lett.* 3:382-386.
- Radley, P. M., J. C. Bednarz. 2005. Artificial nest structure use and reproductive success of Barn Owl in Northeastern Arkansas. *J. Raptor Res.* 39:74-79.
- Raimilla, V., J. Rau, A. Muñoz-Pedreros. 2012. Estado de arte del conocimiento de las aves rapaces de Chile: situación actual y proyecciones futuras. *Rev. Chil. Hist. Nat.* 85:469-480.
- Rak, H., M. Anwar, A. Niak. 1975. The species of Mallophaga in wild birds in Iran. *Bull. Soc. Pathol. Exot. Filiales.* 68:588-591.
- Randox. 1997. Manual de técnicas, bioquímica clínica. Corporativo omega. 60 p.
- Rebman, J. P., N. C. Roberts. 2012. Baja California plant field guide. San Diego Natural History Museum. USA 451p.
- Remple, J. D. 2004. Intracellular Hematozoa of raptors: a review and update. *J. Avian Med. Surg.* 18(2):75-88.
- Rivera-Rivera, E., P. L. Enríquez, A. Flamenco-Sandoval, J. L. Rangel-Salazar. 2012. Ocupación y abundancia de aves rapaces nocturnas (Strigidae) en la Reserva de la biosfera Selva El Ocote, Chiapas, México. *Rev. Mex. Biodivers.* 83:742-752.

- Rivera-Rodríguez, L., R. Rodríguez-Estrella. 2011. Incidence of organochlorine pesticides and the health condition of nestling ospreys (*Pandion haliaetus*) at Laguna San Ignacio, a pristine area of Baja California Sur, Mexico. *Ecotox.* 20:29-38.
- Robertson, G. W., M. H. Maxwell. 1990. Modified staining techniques for avian blood cells. *Br. Poult. Sci.* 31:881-886.
- Robinson, K. S., F. R. Thompson, T. M. Donovan, D. R. Whitehead. 1995. Regional forest fragmentation and the nesting success of migratory birds. *Science.* 267:1987-1990.
- Rodríguez-Estrella, R., J. A. Donázar, F. Hiraldo. 1998. Raptors as indicators of environmental change in the scrub habitat of Baja California Sur, Mexico. *Conserv. Biol.* 12:921-925.
- Rodríguez-Estrella, R. 1993. Ecología trófica y reproductiva de seis especies de aves rapaces en la Reserva de la Biosfera de Mapimí, Durango, México. Tesis de Maestría en Ciencias. UNAM. 181p.
- Rodríguez-Estrella, R. 1996. Response of common Black hawks and Crested caracaras to human activities in Mexico. In: Bird DM, Varland D, J.J. Negro (eds.) *Raptors in human landscapes.* Academic Press, Londres. 355-364 p.
- Rodríguez-Estrella, R. 2007. Land use changes affect distributional patterns of desert birds in the Baja California Peninsula, Mexico. *Divers. Distrib.* 13:877-889.
- Rodríguez-Estrella, R., M. J. Benítez, E. V. Gortari, G. S. Barrera, V. Sánchez-Cordero, Á. M. Rodríguez, A. Munguía-Vega. 2016. Impacto de las actividades humanas en la Biodiversidad y en los Ecosistemas. En: P., Balvanera, E. Arias, R. Rodríguez-Estrella, L. Almeida, J. J. Schmitter (Eds.). *Una mirada al conocimiento de los Ecosistemas de México.* UNAM-CONACyT, México.
- Rohner, C. 1996. The numerical response of Great Horned Owls to the snowshoe hare cycle: consequences of non-territorial floaters on demography. *J. Anim. Ecol.* 65:359-370.
- Rohner, C. 1997. Non-territorial floaters in great horned owls: space use during a cyclic peak of snowshoe hares. *Anim. Behav.* 53:901-912.
- Rohner, C., C. Krebs, B. Hunter, D. Currie. 2000. Roost Site Selection of Great Horned Owls in relation to black fly activity: an anti-parasite behavior. *Condor.* 102:950-955.
- Rohner, C., F. I. Doyle, J. N. M. Smith. 2001. Great Horned Owls. In: Krebs, C. J., S. Boutin, R. Boonstra (eds.). *Ecosystem dynamics of the boreal forest: The Kluane project.* Oxford: Oxford University Press.



- Rohner, C., N. M. Smith. 1996. Brood size manipulation in Great Horned Owls *Bubo virginianus*: are predators food limited at the peak of prey cycles?. *Ibis*, 138:236-242.
- Rogers, C. D. G., L. A. Burgoyne. 2000. Reverse transcription of an RNA genome from databasing paper (FTA®). *Biotechnol. Appl. Biochem.* 31:219-224.
- Roman, Y., M. C. Bomsen, J. Levrier, D. D. Chaste, M. S. Jalme. 2009. Effect of hemolysis on plasma protein levels and plasma electrophoresis in birds. *J. Wildl. Dis.* 45(1):73-80.
- Rothschild, M., T. Clay. 1957. Fleas, flukes and cuckoos. New York, Philosophical Library.
- Rullman, S., J. M. Marzluff. 2014. Raptor presence along an urban-wildland gradient: influences of prey abundance and land cover. *J. Raptor Res.* 48(3):257-272.
- Rzedowski, J. 2006. Vegetación de México. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México. 504p.
- Santiago-Alarcon, D., P. Carbó-Ramírez. 2015. Parásitos sanguíneos de malaria y géneros relacionado (orden: Haemosporida) en aves de México: recomendaciones metodológicas para campo y laboratorio. *Ornitol. Neotrop.* 26:59-77.
- Santos, T., J. L. Tellería, R. Carbonell. 2002. Bird conservation in fragmented Mediterranean forest of Spain: effects of geographical location, habitat and landscape degradation. *Biol. Conserv.* 105:113-125.
- Saito, E. K., L. Sileo, D. E. Green, C. U. Meteyer, G. S. McLaughlin, K. A. Converse, D. E. Docherty. 2007. Raptor mortality due to West Nile Virus in the United States, 2002. *J. Wildl. Dis.* 43(2):206-213.
- Salvante, K. G. 2006. Techniques for studying integrated immune function in birds. *Auk* 123(2):575-586.
- Santiago-Alarcon, D., V. Palinauskas, H. M. Schaefer. 2012. Diptera vectors of avian haemosporidian parasites: untangling parasite life cycles and their taxonomy. *Biol. Rev.* 87:928-964.
- Samour, J. 2005. Diagnostic value of hematology. *In: Harrison G., T. Lightfoot. Clinical avian medicine. Harrisons's bird food.*  
[http://avianmedicine.net/publication\\_cat/clinical-avian-medicine/](http://avianmedicine.net/publication_cat/clinical-avian-medicine/)
- Sarà, M. 2014. Spatial analysis of lanner falcon habitat preferences: Implications for agro-ecosystems management at landscape scale and raptor conservation. *Biol. Conserv.* 178:173-184.

- Sarasola, J. H., J. J. Negro, A. Travaini. 2004. Nutritional condition and serum biochemistry for free-living Swainson's Hawks wintering in central Argentina. *Comp. Biochem. Physiol.* 137:697-701.
- Saunders, D. A., R. J. Hobbs, C. R. Margules. 1991. Biological Consequence of Ecosystem Fragmentation: A Review. *Conserv. Biol.* 5:18-32.
- Schmid-Hempel, P., D. Ebert. 2003. On the evolutionary ecology of specific immune defense. *Trends Ecol. Evol.* 18(1):27-32.
- Schulz, T. A., J. S. Stewart, M. E. Fowler. 1989. *Knemidokoptes mutans* (Acari: Knemidocoptidae) in a Great Horned Owl (*Bubo virginianus*). *J. Wildlife Dis.* 25: 430-432.
- Schulte-Hostedde, A. T., B. Zinner, J. S. Millar, G. Hickling. 2005. Restitution of mass-size residuals: validating body condition indices. *Ecol.* 86(1):155-163.
- Scope, A., I. Schwendenwein, G. Stanclova, A. Vobornik, R. Zink. 2016. Exploratory plasma biochemistry reference intervals for Ural owls (*Strix uralensis*, Pallas 1771) from the Austrian reintroduction project. *J. Zoo Wildlife Med.* 47 (2):486-492.
- Sebaio, F., E. M. Braga, F. Branquinho, L. M. Tonelli, M. A. Marini. 2010. Blood parasites in Brazilian Atlantic forest birds: effects of fragment size and habitat dependency. *Bird Conserv. Int.* 20:432-439.
- Seidenstickers, J., H. V. Reynolds. 1971. The nesting, reproductive performance and chlorinated hydrocarbon residues in the Red-Tailed Hawk and Great Horned Owl in south-central Montana. *Wilson Bull.* 83:408-418.
- Sekercioglu, H. C., P. R. Ehrlich, G. C. Daily, D. Aygen, D. Goehring, R. F. Sandi. 2002. Disappearance of insectivorous birds from tropical forest fragments. *PNAS* 99:263-267.
- Sekercioglu, C. H, G. C. Daily, P. R. Ehrlich. 2004. Ecosystems consequences of bird decline. *PNAS* 1001(52):18042-18047.
- Sekercioglu, H. C., N. S. Sodhi. 2007. Conservation biology: predicting birds' responses to forest fragmentation. *Curr. Biol.* 17(19):838-840.
- Selman, R. G., D. Houston. 1996. The effect of pre breeding diet on reproductive investment in birds. *Proc. R. Soc. Lond. B.* 263:1585-1588.
- Skadhauge, E. 1981. Osmoregulation in Birds. Springer-Verlag, Berlin. pp 84-91.

- Skoruppa, M. K., B. Pearce, M. C. Woodin, G. Hickman. 2006. Ectoparasites of Burrowing owls (*Athene cunicularia hypugae*) wintering in southern Texas. *Texas J. Sci.* 58:73-78.
- Smith, D. G. 1970. Close nesting and aggression contacts between Great Homed Owls and Redtailed Hawks. *Auk.* 87:170-171.
- Smith, D. G., J. R. Murphy. 1973. Breeding Ecology of Raptors in the Eastern Great basin of Utah. *Biol. Series.* 3:18-24.
- Smith, E. E., M. Bush. 1978. Hematologic parameter on various species of strigiformes and falconiformes. *J. Wildlife Dis.* 14:447-450.
- Smith, B. W., J. R. Belthoff. 2001. Identification of ectoparasites on Burrowing Owls in Southwestern Idaho. *J. Raptor Res.* 35(2):159-161.
- Smith, S. A. 1996. Parasites of birds of prey: their diagnosis and treatment. *Semin. Avian Exot. Pet Med.* 5(2):97-105.
- Spagnolo, V., V. Crippa, A. Marzia, I. Alvberty, P. Sartorelli. 2008. Hematologic, biochemical, and protein electrophoretic values in captive Tawny owls (*Strix aluco*). *Vet. Clin. Pathol.* 37:225-228.
- Steenhof, K., I. Newton. 2007. Assessing nesting success and productivity. In: David. M. Bird, Keith L. Bildstein. Raptor research and management techniques. Hancock House. Blaine, WA. USA. pp 181-350.
- Streby, H. M., S. M. Peterson, P. M. Kapfer. 2009. Fledging success is a poor indicator of the effects of Bird Blow flies on ovenbird survival. *Condor.* 111(1):193-197.
- Swayne, E. D. 2013. Diseases of poultry. Wiley-Blackwell. Georgia, USA. 1340p.
- Szabo, Z., A. Klein, C. Jakab. 2014. Hematologic and plasma biochemistry reference intervals of healthy adult Barn owls (*Tyto alba*). *Avian Dis.* 58:228-231.
- Tatum, L. M., J. Zaias, B. K. Mealey, C. Cray, G. D. Bossart. 2000. Protein electrophoresis as a diagnostic and prognostic tool in raptor medicine. *J. Zoo Wildlife Med.* 31:497-502.
- Tella, J. L., R. Rodríguez-Estrella, G. Blanco. 2000. Louse Flies on Birds of Baja California. *J. Wildlife Dis.* 36:154-156.
- Tellería, J. L., E. Virgós, R. Carbonell, J. Pérez-Tris, T. Santos. 2001. Behavioural responses to changing landscapes: flock structure and anti-predator strategies of tits wintering in fragmented forests. *Oikos.* 95:253-264.

- Tellería, J. L., R. Baquero, T. Santos. 2003. Effects of forest fragmentation on European birds: implications of regional differences in species richness. *J. Biogeogr.* 30:621-628.
- Tellería, J. L., T. Santos. 1999. Distribution of birds in fragments of Mediterranean forest: the role of ecological densities. *Ecography.* 22:13-19.
- Tell, L., S. T. Ferrell, P. M. Gibbons. 2004. Avian Mycobacteriosis in Free-Living Raptors in California: 6 cases (1997-2001). *J. Avian Med. Surg.* 18(1):30-40.
- Thomas, J. N., D. B. Hunter, T. C. Atkinson. 2007. Infectious Diseases of Wild Birds. Blackwell Publishing. Iowa, USA. 496p.
- Tilgar, V, I. Ots, R. Mänd. 2004. Bone alkaline phosphatase as a sensitive indicator of skeletal development in birds: a study of the great tit nestlings. *Physiol. Biochem. Zool.* 77:530-535.
- Tilgar, V, P. Kilgas, M. Mägi, R. Mänd. 2008. Age-related changes in the activity of bone alkaline phosphatase and its application as a marker of pre fledging maturity of nestlings in wild passerines. *Auk.* 125:456-460.
- Tinajero, R., R. Rodríguez-Estrella. 2012. Efectos de la fragmentación del matorral desértico sobre poblaciones del Águililla cola-roja y el Cernícalo americano en Baja California Sur, México. *Acta Zool. Mex.* 28:427-446.
- Tirrell, P. B. 1978. *Protocalliphora avium* (Diptera) myiasis in Great Horned Owls, Red-tailed Hawks and Swainson's Hawks in North Dakota. *J. Raptor Res.* 12:21-27.
- Tomazzoni, C. A., E. Pedó, S. M. Hartz. 2004. Food habits of Great Horned Owls (*Bubo virginianus*) in the breeding season in Lami Biological Reserve, southern Brazil. *Ornitol. Neot.* 15:279-282.
- Turner, J. C., L. McClanahan. 1987. Physiogenesis of endothermy and its relation to growth in the Great Horned Owl, *Bubo virginianus*. *Comp. Biochem. Physiol.* 68:167-173.
- Turner, I. M. 1996. Species loss in fragments of tropical rain forest: a review of the evidence. *J Appl. Ecol.* 33:200-209.
- Valkiūnas, G. 2005. Avian malaria parasites and other haemosporidia. CRC Press, USA. 946p.
- Van Riper, C., J. Fontaine, J. W. van Wagtenonk. 2013. Great Gray Owls (*Strix nebulosa*) in Yosemite National Park: on the importance of food, forest structure, and human disturbance. *Nat. Area J.* 3(3):286-295.

- Velázquez A., J. F. Mas, J. L. Palacio. 2002. Análisis del cambio de uso del suelo. Instituto de Geografía-UNAM, INE, SEMARNAT, México. 84p.
- Velguth, E. K., M. E. Payton, J. P. Hoover. 2010. Relationship of hemoglobin concentration to packed cell volume in avian blood samples. *J. Avian Med. Surg.* 24:115-121.
- Villegas, A., J. M. Sánchez, E. Castillo, C. Corbacho. 2002. Blood chemistry and hematocrit of the Black Vulture (*Aegyptius monachus*). *Comp. Biochem. Physiol. A.* 132:489-497.
- Village, A. 1987. Numbers, territory size and turnover of Short-eared Owls in relation to vole abundance. *Ornis Scand.* 18:198-204.
- Viñuela, J., M. Ferrer, F. Recio. 1991. Age-related variations in plasma levels of alkaline phosphatase, calcium and inorganic phosphorus in chicks of two species of raptors. *Comp. Biochem. Physiol. A.* 99:49-54.
- Watling, J. W., A. J. Nowakowski, M. A. Donnelly, J. L. Orrock. 2011. Meta-analysis reveals the importance of matrix composition for animals in fragmented habitat. *Global Ecol. Biogeogr.* 20:209-217.
- Weir, D., A. Hanson. 1989. Food habits of Great Horned Owls, *Bubo virginianus*, in the northern taiga of the Yukon Territory and Alaska. *Can. Field-Nat.* 103:12-17.
- Webster, K. N., N. J. Hill, L. Burnet, E. M. Deane. 2014. Ectoparasite infestation patterns, haematology and serum biochemistry of urban-dwelling common brushtail possums. *Wildlife Biol.* 20:2006-2016.
- Whiteman, N. K., P. G. Parker. 2004. Effects of host sociality on ectoparasite population biology. *J. Parasitol.* 90:939-947.
- William, C. M. 2000. Parasitology and vector biology. Harcourt Academic.
- Wilson, N., G. V. Jr. Oliver. 1978. Noteworthy records of two ectoparasites (Cimicidae and Hippoboscidae) from the Turkey Vulture in Texas. *Southwestern Nat.* 23(2):305-307.
- Wimberger, P. H. 1984. The use of green plant material in bird nests to avoid ectoparasites. *Auk.* 101:615-618.
- Wobeser, G., J. R. Saunders. 1975. *Pulmonary oxalosis* in association with *Aspergillus niger* infection in a Great Horned Owl (*Bubo virginianus*). *Avian Dis.* 79:388-392.
- Wood, M. D. 2010. Hippoboscidae (Louse flies). In: Brown B. V., Borkent A, Cumming J.M, Wood D.M, Woodley N.E., Zumbado M.A. (eds.). Manual of central American Diptera. NRC Research Press, Ottawa. 1441p.

- Wolhuter, B. 1969. Notes on a Kansas Great Horned Owl population. *Raptor Res. News* 3:23.
- Wünschmann, A., J. Shivers, J. Bender, L. Carroll, S. Fuller, M. Saggese, A. Wettere, P. Redig. 2005. Pathologic and immunohistochemical findings in Goshawks (*Accipiter gentilis*) and Great Horned Owls (*Bubo virginianus*) naturally infected with West Nile Virus. *Avian Dis.* 49:252-259.
- Wünschmann, A., D. Rejmanek, L. Cruz-Martinez, B. C. Barr. 2009. *Sarcocystis falcatula*-associated encephalitis in a free-ranging Great Horned Owl (*Bubo virginianus*). *J. Vet. Diagn. Invest.* 21:283-287.
- Young, K. E., A. B. Franklin, J. P. Ward. 1993. Infestation of Northern Spotted Owls by hippoboscids (Diptera) flies in northwestern California. *J. Wildlife Dis.* 29:278-283.
- Zar, J. H. 2010. Biostatistical analysis. Pearson Education, New Jersey, USA. 931p.
- Zurita, A. G., M. I. Bellocq. 2007. Pérdida y fragmentación de la selva paranaense: efectos sobre las aves rapaces diurnas. *Hornero* 22:141-147.
- Zuk, M., A. Stoehr. 2002. Immune defense and host life history. *Am. Nat.* 160:9-22.

## 11. ANEXOS

### Anexo A. Descripción general de la función e interpretación clínica de los parámetros de química sanguínea.

Parámetros	Función	Interpretación
Glucosa	Condición nutricional y endocrina	Valores elevados son indicativos de estrés, diabetes e hipertemia. Valores bajos, inanición, malnutrición, septicemia y enfermedad hepática
Ácido úrico	Derivado del catabolismo proteico, principalmente del músculo. Sintetizado por el hígado. Las concentraciones en aves son generalmente bajas.	Concentraciones altas pueden indicar reducción en la función del hígado, procesos largos de inanición o trauma tisular.
Urea	También es un desecho nitrogenado. Sintetizado por el hígado.	Indicativo de deshidratación, obstrucción bilateral de la uretra.
Triglicéridos	Metabolismo de lípidos. Principal recurso de energía. Sintetizados en la mucosa intestinal e hígado.	Varios factores pueden influir en su concentración en la sangre. Indicativo de función hepática.
Bilirrubina (biliverdin en aves)	Metabolismo	Aumento está relacionado con enfermedad del hígado debida a virus o bacterias.
Colesterol	Metabolismo de lípidos. Precursor de hormona esteroide, de ácidos biliares y componente de células de membrana.	Aumento en la concentración origina lipemia. Deterioro de hígado graso. Disminución origina enfermedad en hígado, aflatoxicosis.
Creatinina	Metabolismo de fosfocreatinina, usada para almacenar energía en músculo.	La cantidad liberada de creatinina depende de la masa muscular. Su aumento causa daños al riñón, especialmente si la tasa de filtración disminuye. Problemas renales.
Calcio	Constituyente de huesos, juega un papel vital en la estructura corporal. Importante en funciones fisiológicas, transmisión impulsos nerviosos, permeabilidad celular	Niveles altos origina la gota visceral en pollos en desarrollo, hipervitaminosis. Niveles bajos, un hiperparatiroidismo nutricional.
Fosforo	Constituyente de huesos, componente celular. Importante en almacenamiento, liberación y transferencia de energía.	Cambios en los niveles de fosforo pueden causar diversas enfermedades, los valores diagnóstico en aves son pobres.
Magnesio	Cofactor en varias reacciones enzimática involucrado en la obtención de ATP.	Sus niveles deficientes son severos causando letargo y crecimiento lento seguido por irritabilidad. Puede producirse hipocalcemia. El exceso reduce la tasa de crecimiento en polluelos, disminuye tamaño de huevos y adelgaza el cascarron.
Proteína total	Proteína plasmática son sintetizadas en el hígado. Forman la base estructural de órganos y tejidos. Catálisis de reacciones bioquímicas. Transporte de diversos constituyentes del plasma.	Incrementando los niveles produce hiperuricemia. Deshidratación o hemolisis celular. Puede originar la gota visceral junto con Ca en pollos en desarrollo. Una disminución de proteína total pueden deberse a hemorragias, pérdida intestinal, problemas en hígado y riñones o supresión inmune
Enzima fosfatasa alcalina	Importante en el metabolismo óseo y buen indicador de la función hepática. Función elongación y osificación de la estructura esquelética	Niveles altos son indicativos de crecimiento óseo (actividad osteoblástica). Concentraciones elevadas rara vez están asociadas a enfermedades hepáticas.

(Ferrer, 1993; Ferrer y Dobado-Berrios, 2009; Harr, 2005; Klasing, 2013; Lumeij y Westerhof, 1987; Tilgar *et al.*, 2008).

**Anexo B.** Variables de condición de salud (química sanguínea y fracciones de proteínas) que presentaron correlación. Los cálculos se realizaron con el coeficiente de Spearman. Valores en negritas indica correlación, los subrayados es la correlación más fuerte.

	Gl	Tr	Col	Ca	Mg	PT	U	Aur	Bil	P	Cr	Fal	Hem	PTp	Pral	Alb	$\alpha 1$	$\alpha 2$	$\beta 1$	$\beta 2$	$\gamma g$	IME	ErAn	A/G	
Gl	1.00																								
Tr	<b><u>0.71</u></b>	1.00																							
Col	0.31	<b>0.53</b>	1.00																						
Ca	<b>0.41</b>	<b>0.44</b>	<b><u>0.57</u></b>	1.00																					
Mg	<b>0.55</b>	0.23	-0.06	<b>0.47</b>	1.00																				
PT	0.22	<b>0.47</b>	<b>0.53</b>	<b>0.45</b>	0.09	1.00																			
U	<b>0.48</b>	<b>0.49</b>	<b>0.37</b>	<b><u>0.58</u></b>	<b>0.39</b>	0.35	1.00																		
Aur	-0.10	0.24	0.31	0.34	-0.09	<b>0.36</b>	0.28	1.00																	
Bil	<b>0.40</b>	<b><u>0.63</u></b>	0.28	<b>0.48</b>	<b>0.43</b>	<b><u>0.61</u></b>	<b>0.48</b>	<b>0.54</b>	1.00																
P	-0.23	0.12	0.19	0.20	-0.21	0.26	0.10	<b><u>0.87</u></b>	<b><u>0.42</u></b>	1.00															
Cr	0.12	0.10	-0.08	0.24	0.23	0.15	0.15	0.33	<b>0.37</b>	0.27	1.00														
Fal	0.35	0.22	-0.25	-0.04	<b>0.44</b>	0.02	<b>0.36</b>	0.03	<b>0.36</b>	0.05	<b>0.44</b>	1.00													
Hem	0.34	0.09	<b>-0.40</b>	-0.19	<b>0.42</b>	0.07	-0.03	-0.25	0.24	-0.18	0.15	<b>0.41</b>	1.00												
PTp	0.14	-0.14	0.01	0.19	0.26	0.17	0.15	-0.19	-0.06	-0.24	-0.13	0.27	0.22	1.00											
Pral	0.16	-0.10	-0.18	-0.11	0.34	-0.14	-0.05	-0.32	-0.11	-0.27	0.00	<b>0.42</b>	-0.05	0.22	1.00										
Alb	0.08	0.11	-0.01	-0.11	-0.12	0.05	-0.18	<b>-0.36</b>	-0.09	-0.23	-0.23	0.07	<b>0.37</b>	<b>0.36</b>	-0.11	1.00									
$\alpha 1$	0.03	-0.22	<b>-0.37</b>	-0.17	0.19	-0.23	-0.21	<b>-0.47</b>	-0.25	<b>-0.44</b>	0.08	<b>0.38</b>	0.23	<b>0.47</b>	<b>0.48</b>	0.22	1.00								
$\alpha 2$	-0.29	-0.10	0.28	-0.04	<b>-0.59</b>	-0.10	-0.26	0.02	<b>-0.37</b>	0.21	-0.25	<b><u>-0.51</u></b>	<b><u>-0.64</u></b>	-0.25	-0.02	-0.20	-0.18	1.00							
$\beta 1$	0.07	0.03	-0.21	-0.18	0.02	0.01	-0.09	-0.35	-0.03	-0.23	-0.17	<b>0.37</b>	0.34	<b>0.46</b>	0.15	<b><u>0.66</u></b>	<b>0.51</b>	-0.21	1.00						
$\beta 2$	0.20	0.32	<b>0.46</b>	0.26	-0.09	0.18	0.19	0.27	0.28	0.16	-0.04	-0.33	0.12	-0.06	<b>-0.75</b>	0.04	-0.34	0.00	-0.16	1.00					
$\gamma g$	-0.01	0.14	0.33	0.32	-0.09	0.15	0.17	<b>0.47</b>	0.25	<b>0.37</b>	-0.07	<b>-0.44</b>	0.07	-0.14	<b><u>-0.85</u></b>	-0.06	<b>-0.53</b>	-0.07	-0.31	<b><u>0.82</u></b>	1.00				
IME	-0.19	-0.19	-0.02	-0.13	-0.20	0.08	-0.31	-0.11	-0.33	-0.03	0.16	-0.09	-0.12	-0.04	0.17	-0.14	0.08	0.21	-0.04	-0.25	-0.30	1.00			
ErAn	0.06	-0.25	<b>-0.42</b>	-0.24	0.28	<b>-0.43</b>	-0.02	-0.26	-0.29	-0.20	-0.05	0.10	0.14	0.10	0.25	-0.12	0.24	-0.05	-0.01	-0.19	-0.21	-0.18	1.00		
A/G	0.05	-0.16	-0.31	-0.26	0.19	-0.11	-0.13	-0.41	-0.23	-0.35	0.00	<b>0.44</b>	-0.01	0.21	<b><u>0.88</u></b>	0.07	<b>0.47</b>	-0.03	0.23	<b><u>-0.87</u></b>	<b><u>-0.95</u></b>	0.28	0.16	1.00	