

CAPÍTULO

20

AVES

TERRESTRES



Carpintero Verde (*Xiphidiopicus percussus*)

AVES TERRESTRES

HIRAM GONZÁLEZ ALONSO¹

ALINA PÉREZ HERNÁNDEZ²

FELIX N. ESTRADA PIÑERO¹

ALEJANDRO LÓPEZ MICHELENA¹

1. Instituto de Ecología y Sistemática

2. Centro de Investigaciones y Servicios Ambientales



Chillina (*Teretistris fernandinae*)

INTRODUCCIÓN

Las aves representan la clase de vertebrados terrestres más diversa y constituyen un grupo de gran importancia en los ecosistemas como parte de las redes tróficas, además de su papel como dispersores de semillas, polinizadores de plantas, controladores de poblaciones de invertebrados, etc. Por otra parte, brindan al hombre numerosos recursos de valor económico y recreativo, como son la cinegética y el turismo de observación de aves. Debido al elevado número de especies que pueden coexistir, así como su relativamente fácil identificación en el campo, las aves son empleadas como un grupo indicador de biodiversidad y de salud de los ecosistemas.

La explotación irracional de los recursos naturales, la fragmentación de los hábitats y las prácticas inadecuadas en el sector productivo, han provocado la reducción de los ecosistemas naturales, con la consecuente extinción o disminución de poblaciones de muchas especies de aves. De las 9 917 especies de aves evaluadas por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (IUCN), 12 % han sido categorizadas como amenazadas (Baillie *et al.*, 2004). Entre las principales causas de amenazas se encuentran la pérdida de hábitats, la sobreexplotación y la introducción de especies invasoras, las cuales afectan el 30 % de las aves amena-

zadas. Sin embargo, estos autores plantean que en las islas la presencia de especies invasoras podría afectar el 67 % de las especies amenazadas.

En Cuba se han registrado 397 especies de aves (Anexo 20.1), incluidas en 71 familias agrupadas en 26 órdenes, de los cuales los más diversos son Passeriformes, Charadriiformes y Anseriformes (Tabla 20.1; Fig. 20.1). Del total de especies, 280 se consideran comunes, algunas son especies exóticas naturalizadas y el resto son muy raras u ocasionales; el 70 % de las especies son migratorias (Garrido y Kirkconnell, 2000; Aguilar, 2010) y de manera general en la avifauna cubana están representadas alrededor del 50 % de las especies registradas para las Antillas. Según el Libro Rojo de los Vertebrados de Cuba (González *et al.*, 2012), 30 especies (8 % del total) están amenazadas (Anexo 20.1), incluidas algunas especies migratorias que han visto reducidas sus áreas de cría en Norteamérica (Terborgh, 1992; González *et al.*, 2012).

En los últimos 30 años, muchos especialistas de diferentes instituciones cubanas se han dedicado al estudio de este grupo zoológico, lo que ha generado gran número de publicaciones (Wiley, 2000). Sin embargo, muchas de estas contribuciones representan listas de especies (*e. g.* Alayón, 1987; Alayón y Posa-

Tabla 20.1. Composición de la avifauna cubana, los órdenes están listados alfabéticamente y para cada uno se brinda el número de familias, especies y entre paréntesis el número de endemismos. El total incluye las especies exóticas naturalizadas.

Orden	Familias	Especies
Accipitriformes	2	15 (3)
Anseriformes	1	34
Apodiformes	2	8 (1)
Caprimulgiformes	1	5 (1)
Cathartiformes	1	2
Charadriiformes	8	69
Ciconiiformes	1	1
Columbiformes	1	13 (2)
Coraciiformes	2	3 (1)
Cuculiformes	1	5
Falconiformes	1	4
Galliformes	3	3
Gaviiformes	1	1
Gruiformes	3	13 (1)
Nyctibiiformes	1	1
Passeriformes	25	161 (8)
Pelecaniformes	3	18
Phaethontiformes	1	2
Phoenicopteriformes	1	1
Piciformes	1	6 (2)
Podicipediformes	1	2
Procellariiformes	2	9
Psittaciformes	1	5 (1)
Strigiformes	2	7 (2)
Suliformes	4	8
Trogoniformes	1	1 (1)

da, 1987; Rodríguez y García, 1987; Acosta y Mugica, 1988; Posada *et al.*, 1989; Sánchez *et al.*, 1992; González *et al.*, 1997; Sánchez *et al.*, 1998; Kirwan y Kirkconnell, 2002; Hechavarría *et al.*, 2010). Estos estudios, aunque brindan información sobre la presencia en diversas localidades, al no ofrecer datos cuantitativos sobre la abundancia y estar basados en disímiles protocolos de muestreos, presentan limitaciones para su uso en el ma-

nejo de poblaciones y la priorización de las áreas para la conservación.

Si se aspira a mejorar el estado de las poblaciones de aves, se deben tener en cuenta otros aspectos como son la protección de los hábitats, la educación ambiental, la superación de los especialistas y manejadores de áreas en el trópico, así como la colaboración internacional (Naranjo *et al.*, 1992; Finch y Stangel (1993).

Recientemente, Acosta *et al.* (2013), elaboraron un protocolo para el monitoreo de aves acuáticas en Cuba. En el presente capítulo se brinda una compilación de métodos para inventariar y capturar aves terrestres, adicionalmente, basado en la experiencia de varios años de estudio de los ensambles de aves cubanas, se propone un método estandarizado para los inventarios de aves en ecosistemas terrestres, el cual podría ser aplicado a diferentes tipos de hábitats, tanto en regiones montañosas como en las llanuras y zonas costeras.

SELECCIÓN DE LOS SITIOS Y PERÍODO DE MUESTREO

Antes de comenzar los inventarios, se sugiere tener el mayor conocimiento posible del área de trabajo. Es necesario saber los tipos de vegetación predominante, la diversidad de los hábitats, etc. En sitios muy heterogéneos, las áreas de muestreo deben incluir los diferentes tipos de hábitats y se deben priorizar aquellos estratos que representan una mejor opción para las aves (Acosta *et al.*, 2013). Idealmente, se pueden realizar muestreos pilotos en los sitios seleccionados. Esta actividad permite valorar si las distancias en que se desarrollan los conteos pueden ser recorridas o controladas por el observador (transecto lineal y puntos de conteo respectivamente). De manera general, contar con unidades de muestreos correctas puede traducirse en resultados menos sesgados en cuanto a la riqueza y abundancia de las especies.

Similar a otras regiones del Neotrópico, en Cuba la composición de los ensambles de

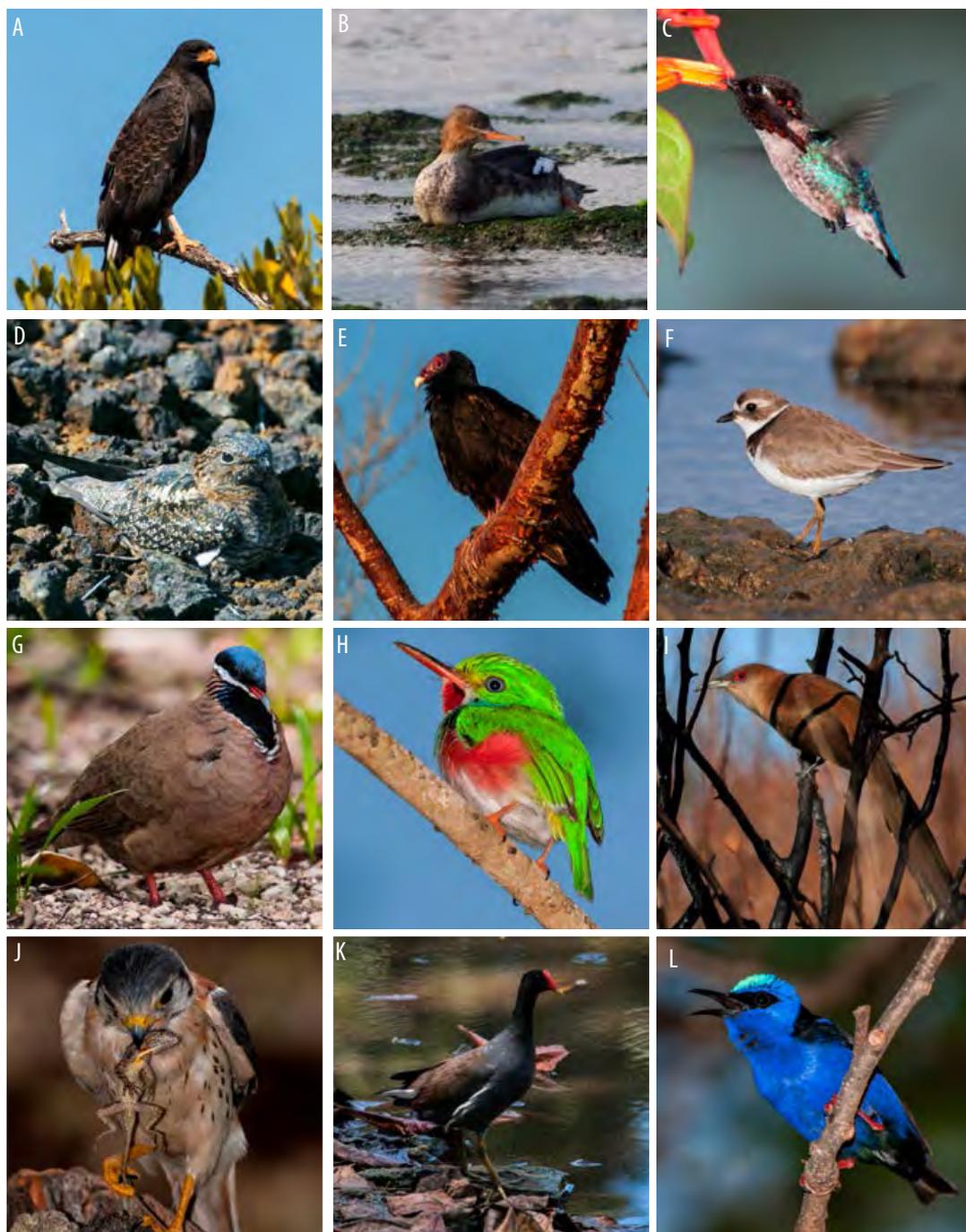


Figura 20.1. Representatividad de algunos de los órdenes de la avifauna cubana. A. *Buteogallus gundlachii*, Accipitriformes, B. *Mergus serrator*, Anseriformes, C. *Mellisuga helenae*, Apodiiformes, D. *Chordeiles gundlachii*, Caprimulgiformes, E. *Cathartes aura*, Cathartiformes, F. *Charadrius semipalmatus*, Charadriiformes, G. *Starnoenas cyanocephala*, Columbiformes, H. *Todus multicolor*, Coraciiformes, I. *Coccyzus merlini*, Cuculiformes, J. *Falco sparverius*, Falconiformes, K. *Gallinula galeata*, Gruiformes y L. *Cyanerpes cyaneus*, Passeriformes.



Figura 20.1 (continuación). M. *Egretta thula*, Pelecaniformes, N. *Melanerpes superciliaris*, Piciformes, Ñ. *Tachybaptus dominicus*, Podicipediformes, O. *Amazona leucocephala*, Psittaciformes, P. *Glaucidium siju*, Strigiformes. Q. *Priotelus temnurus*, Trogoniformes.

aves, puede dividirse en cuatro períodos bien delimitados. El período *reproductivo*, que es cuando las aves residentes permanentes y de verano se reproducen y que normalmente se desarrolla entre los meses de abril a julio. El período de *migración otoñal* es cuando se produce la migración neártica neotropical de las aves que vienen de Norteamérica hacia el trópico y de algunas especies residentes de verano que migran más al Sur. Ocurre entre agosto y principios de noviembre y es durante este periodo que se mezclan las especies y poblaciones residentes invernales y las transeúntes con las residentes permanentes. La *residencia invernale* es cuando las especies de aves de Norteamérica que arribaron con la migración otoñal se mantienen durante el invierno y permanecen en los ecosistemas junto a las poblaciones residentes permanentes y se enmarca desde noviembre hasta febrero del siguiente año. El cuarto período es la *migración primaveral*, que es cuando las aves migratorias neárticas neotropicales y las residentes de verano regresan a sus regiones

de cría para comenzar la etapa reproductiva y ocurre entre marzo y abril. Dado que la composición y el comportamiento de los ensambles de aves cambian en cada período, se sugiere que los inventarios se realicen durante el período reproductivo y la residencia invernale, que es cuando los ensambles son más estables en cuanto a su composición y estructura.

MÉTODOS DE INVENTARIO Y MONITOREO

DISEÑOS Y MÉTODOS DE MUESTREO

Después de conocer donde y cuando se llevara a cabo el estudio, se precisa establecer el diseño para ubicar cada una de las unidades de muestreo. La distribución de los sitios de muestreo se puede realizar mediante un diseño aleatorio o sistemático. El muestreo aleatorio simple consiste en ubicar las unidades de muestreo al azar. Para el muestreo sistemático, inicialmente se define un criterio de selección para ubicar el punto de partida

de las unidades de muestreo. La selección de un diseño u otro dependerá de la extensión y características del área de estudio. El diseño sistemático es el más utilizado para el establecimiento de transectos, redes y puntos de conteos. Por ejemplo, para iniciar la determinación de los diferentes puntos donde establecer los conteos, se elige el primero y a partir de este se definen los siguientes (*e. g.* cada 150 m, 300 pasos a la derecha e izquierda de manera alterna, etc.). En áreas donde existan dos o más hábitats con características homogéneas se puede realizar un muestreo estratificado, donde cada hábitat se muestrea de manera independiente y de esta forma se reduce la variabilidad de los datos.

De manera general, las técnicas de muestreo pueden ser clasificadas como: técnicas de observación directa, indirecta (mediante cámaras o grabadoras automáticas) y captura y recaptura. Para las especies diurnas, las técnicas de observación directa y de captura-recaptura pueden ser una buena opción, mientras que para especies nocturnas los registros indirectos suelen ser más adecuados.

Para el muestreo de aves se han propuesto diferentes métodos, entre los cuales se destacan el de parcela circular (Hutto *et al.*, 1986), el de conteo en transectos (Blondel, 1969; Emlen, 1971), el censo por pareja reproductora (Ralph *et al.*, 1993), y el de captura con redes ornitológicas (Ralph *et al.*, 1993); de estos se han publicado varios manuales donde se detallan sus características, así como las ventajas y desventajas de los diferentes métodos (Ralph y Scott, 1981; Ralph *et al.*, 1993; Wunderle, 1994; Pinilla, 2000). La selección de estos dependerá de los objetivos del estudio y las características del sitio (*e. g.* tipo y densidad de la vegetación) que influyen sobre la detectabilidad de las especies.

TÉCNICAS DE OBSERVACIÓN DIRECTA

Se debe tener claro que en un inventario de ensambles de aves raramente se logran detectar todas las especies que habitan un área; la detectabilidad está relacionada con diferentes factores como: la abundancia de la población,

la conducta de vocalización y coloración de las especies, la capacidad del observador, la temporada del año y las variaciones en el clima. Es por ello que previo a la elección de cualquier método se deben definir los objetivos y tener presente que existen variaciones en las abundancias y los patrones de distribución de las especies en el hábitat (*e. g.* aleatoria, regular o agregada).

El tamaño de las poblaciones pueden ser estimadas mediante valores de abundancia absoluta o índices de abundancia relativa. La abundancia absoluta o densidad, ofrece el número de organismos por unidad de área; mientras que la relativa, se refiere a una unidad de tiempo o espacio arbitraria (Berovides *et al.*, 2005), por ejemplo aves/hora. Para estimar la abundancia relativa se pueden utilizar, además, otros criterios de presencia de la especie (*e. g.* vocalizaciones, nidos, etc.), que se asumen que deben tener correlación directa con el tamaño poblacional. Estos métodos, aunque tienen limitaciones, permiten realizar comparaciones entre áreas o épocas, ya que las variaciones son relativas y no dependen de la magnitud exacta de la abundancia.

CONTEOS POR PUNTOS O POR PARCELAS CIRCULARES

Constituye uno de los principales métodos de monitoreo de aves terrestres, debido a su eficacia en todo tipo de terrenos y hábitats, así como por la utilidad de los datos obtenidos. El método permite estudiar los cambios anuales en las poblaciones de aves en puntos fijos, las diferentes composiciones específicas según el tipo de hábitat y los patrones de abundancia de cada especie.

En este tipo de técnicas, el observador se sitúa en un punto y registra todos los individuos de la especie o grupo particular dentro de un radio fijo o variable por un intervalo de tiempo determinado. Se pueden clasificar según el registro o no de la distancia entre los individuos detectados y el observador. Los conteos por puntos sin estimación de distancias se emplean para estimar la riqueza de especies, pero no son eficientes para estimar

densidades, a diferencia de los conteos por puntos de radio fijo y conteos por puntos de radio variable.

Los datos obtenidos de las parcelas permiten hacer un estimado de la abundancia relativa o densidad en un área determinada o puede ser extrapolada para el cálculo de abundancias absolutas. Para esto es importante conocer el área de las parcelas y si son representativas de las características del paisaje. En el caso de hábitats homogéneos y donde todas las parcelas son iguales la densidad se calcula como:

$$D = \frac{\sum_1^p n_p / p}{A}$$

donde: D . densidad, n . número de individuos, p . número de parcelas y A . área de las parcelas

Para inventarios en hábitats homogéneos, pero donde las parcelas son de diferentes áreas, entonces la densidad se calcula como:

$$D = \sum_{i=1}^p \left(\frac{n_i}{a_i} \right)$$

donde: D . densidad, p . número de parcelas, n_i . número de individuos en la parcela i y a_i . área de la parcela i .

Luego en ambos casos el tamaño total (P_{total}) de la población sería:

$$P_{Total} = D * A_{total}$$

y la desviación estándar se calcula como:

$$S^2 = \frac{\sum_{i=1}^n (X_i - \bar{X}_i)^2}{n-1}$$

Para hábitats heterogéneos se pueden emplear parcelas de igual tamaño, pero en este caso el muestreo debe ser estratificado por cada tipo de hábitat y realizar los cálculos dentro de cada estrato, como en los casos anteriores para los hábitats homogéneos. En

este caso el tamaño total de la población se calcula como:

$$P_{total} = \sum_{i=1}^e (D_i * A_i)$$

donde: e . número de estratos, D_i . densidad del estrato i y A_i . área del estrato i .

Estos métodos no son apropiados para el estudio de aves silenciosas, muy locales o nocturnas, dada la baja detectabilidad de estas especies, así como para aves que se mueven en bandos grandes, cuyo problema radica en la dificultad de realizar estimados precisos del número de individuos. En caso de que alguna especie de interés tenga estas características, la variante de conteo por puntos a emplear puede ser modificada. Varios intervalos de tiempo de observación han sido utilizados, pero en estudios de aves migratorias neotropicales se ha determinado que un intervalo de 10 minutos es apropiado para hacer estimaciones de abundancia de especies (Thompson y Schwalbach, 1995) y estos mismos autores sugieren que el incremento del radio de las parcelas favorece el número de especies detectadas.

CONTEO POR TRANSECTOS

Los transectos son técnicas que se realizan a lo largo de una línea de muestreo y pueden presentar variantes tales como puntos o bandas a ambos lados de la línea. Cuando se emplean los puntos en transecto, las observaciones se realizan en un punto definido, desde el cual se registran los individuos y la distancia a la que son detectados. Para esto se estiman franjas de distancias concéntricas alrededor del observador. En este caso se asume que no existe inmigración dentro del área durante los conteos, con el fin de evitar sobreestimaciones de la densidad (Emlen, 1917).

En los transectos lineales, las observaciones se realizan a lo largo de líneas de longitud establecidas dentro del área de muestreo, donde se registran todos los individuos vistos a lo largo del transecto (Ralph y Scott, 1981). Una

variante son los transectos de banda, donde además de la línea establecida por el observador, se tienen en cuenta franjas a ambos lados de esta línea, registrándose también los individuos observados en dichas franjas y excluyendo aquellos que se encuentran fuera de ellas. El ancho de estas franjas adicionales, depende de la(s) especie(s) objeto de estudio, el tipo de hábitat o la vegetación existente, entre otros factores.

En los transectos, para estimar la abundancia total o densidad se registra la distancia perpendicular, respecto a la línea que recorre el observador y a la que son detectadas las aves; la densidad se calcula como:

$$D = 1/2L\left(\sum 1/n_i\right)$$

donde: D . densidad, L . longitud de la banda del transecto y n_i , representan cada una de las n distancias medidas por individuo.

Entre los factores a tener en consideración para la realización de transectos se encuentran que:

- La vegetación predominante debe ser homogénea en altura y densidad para que afecte uniformemente la visibilidad en todo el recorrido.
- La topografía del terreno debe tener condiciones de visibilidad semejantes a todo su longitud.
- Las características del recorrido deben ser tales que minimizen la probabilidad de que un mismo individuo sea contado más de una vez dentro del mismo transecto.
- Los individuos deben tener la misma probabilidad de ocupar cualquier punto dentro del área.

INVENTARIOS DURANTE EL PERÍODO REPRODUCTIVO

Como se explicó con anterioridad, cada período tiene sus características en cuanto a composición y abundancia de las diferentes poblaciones de aves. En el caso particular del período reproductivo, tiene una importancia

vital, porque en ese momento, se asegura la conservación de cada especie. Durante este período, las aves emplean mucho tiempo y energía en el cortejo, cópula, construcción del nido, puesta de huevos y alimentación de los pichones.

Existen diferentes métodos para realizar inventarios en este período como los *Breeding Bird Surveys* organizados por *Fish and Wildlife Service* en Estados Unidos donde participan voluntarios en los conteos de aves nidificantes en diferentes caminos y durante largos recorridos (Robbins *et al.*, 1986). Otro método consiste en la búsqueda y cuantificación de nidos en parcelas de hasta 50 ha (Ralph *et al.*, 1993).

Con el objetivo de ser más eficiente en el aprovechamiento de los recursos, se propone utilizar el mismo método de transecto y parcelas circulares propuesto para la residencia invernal. No se recomienda utilizar el método de captura con redes ornitológicas en este período por las perturbaciones que puedan ocasionarles a las aves reproductoras en este momento. Se recomienda la utilización del método de conteos de nidos o parejas reproductoras. Debido a que la detectabilidad de las aves varía por especie de acuerdo a su canto, conducta y su coloración en diferentes períodos, nunca se deben utilizar los datos de abundancia relativa para comparar diferentes especies.

CONTEOS NAVIDEÑOS DE AVES

La organización *Audubon Society* de Estados Unidos de Norteamérica promovió hace más de 100 años los Conteos Navideños de Aves (*Christmas Bird Count*) con el objetivo de conocer a nivel de localidad la diversidad de aves y las tendencias del incremento o disminución de sus poblaciones.

Estos conteos se realizan un día, entre el 14 de diciembre y el 5 de enero del siguiente año, en cada una de las localidades seleccionadas donde participan ornitólogos profesionales, observadores de aves y aficionados. Por lo tanto, se realiza en el período de residencia

invernal cuando se encuentran en las áreas las aves migratorias neotropicales y las residentes permanentes.

El método consiste en seleccionar un área y recorrerla durante una jornada, anotando y contando todas las especies de aves vistas y/o oídas a cualquier distancia que se encuentre del trayecto seleccionado. Además, se registra la fecha, horario, nombre de las localidades, coordenadas geográficas y estado del tiempo. Toda la información se registra en una base de datos abierta al público (www.christmas-birdcount.org).

Si bien este método no puede brindar una información exacta de la abundancia de las poblaciones de aves, con el transcurso de los años se pueden conocer tendencias y es muy útil para conocer la diversidad de especies que existen en las diferentes localidades y regiones de cada país. Esta información ha sido muy utilizada por los especialistas y conservacionistas para trazar estrategias de conservación, conocer la diversidad de aves y valorar la importancia de cada región y hábitat.

En Cuba existen antecedentes, ya que entre 1974 y 1977 especialistas de EE UU realizaron estos conteos en territorio de la base naval de Guantánamo. Posteriormente, a partir del año 2012 y hasta el 2016, especialistas de *Audubon Society*, Instituto de Ecología y Sistemática, Parque Nacional Viñales y Parque Nacional Ciénaga de Zapata, comenzaron a realizar estos conteos en el sendero Maravillas en Viñales, así como Bermejas y Las Salinas en la Ciénaga de Zapata. En los años 2015 y 2016 también se realizaron conteos en las áreas del Jardín Botánico Nacional. Los resultados obtenidos en estas localidades han sido muy positivos porque han ampliado el conocimiento de la diversidad de las especies de aves y se han registrado nuevas especies endémicas y amenazadas para esas localidades, así como especies migratorias raras.

TÉCNICAS DE OBSERVACIÓN INDIRECTA

En el área de estudio se pueden realizar conteos indirectos para estimar la abundancia de

las especies, en este caso se tienen en cuenta las señales de presencia y/o de actividad que los individuos dejan en estos sitios. Los más utilizados son los registros de nidos y los bioacústicos.

REGISTRO DE NIDOS

Estos pueden facilitar la estimación de la abundancia, sobre todo de especies que nidifican en colonias (fundamentalmente acuáticas), aunque también se pueden emplear para especies terrestres. De esta forma, se obtiene un estimado del número de adultos en reproducción teniendo en cuenta que por cada nido debe haber una pareja en reproducción. La aplicación de esta técnica depende de las características del sitio donde se ubican los nidos (acantilados, suelo, árboles o arbustos, etc.). Varias son las especies de aves que nidifican en árboles formando grandes colonias (garzas, palomas, etc.). En el caso de aquellas que anidan en árboles caducifolios, por ejemplo, sus nidos son fácilmente detectables cuando estos árboles pierden sus hojas. Este registro se puede realizar desde torres u otros puntos fijos de observación con el uso de binoculares y telescopios.

Estos conteos tienen la desventaja que están limitados a los momentos en que las especies se agrupan para anidar; no obstante, son muy efectivos en términos de detección de un gran número de individuos con bajos costos y esfuerzos. Esto es realmente útil si se analizan especies que, fuera de la época de reproducción, tienen una amplia distribución por zonas muy extensas, cuyo muestreo puede resultar costoso. Otra de las limitaciones de este método es que se realiza en momentos en que las especies son muy sensibles a la perturbación.

TÉCNICAS BIOACÚSTICAS

Estas técnicas permiten confirmar la presencia de especies, principalmente en hábitats con poca visibilidad como son los bosques tropicales, ecosistemas acuáticos, así como la detección de especies nocturnas (Kerby y Wert, 2012; Caycedo-Rosales *et al.*, 2013).

Uno de los métodos más empleado con estos fines, es la grabación automática de las señales acústicas. Las grabadoras automáticas, son capaces de captar y almacenar grandes volúmenes de información en varios puntos de la zona de estudio de manera simultánea y sistematizada, en escalas temporales amplias con un menor uso de recursos humanos (Caycedo-Rosales *et al.*, 2013). Entre las mayores desventajas de este método se encuentra el costo de los equipos y los programas para el procesamiento de las grabaciones.

Los estudios de caracterización son básicos para la generación de la primera información sobre las características de las señales sonoras en las aves, tanto para la identificación de especies como de sexos e incluso a nivel individual. Una vez que se logre la identificación de las especies por los sonidos que emiten, entonces será mucho más eficiente el muestreo de este grupo. Por ejemplo, Parker (1991) logró identificar durante sólo cinco días el 85 % de las 287 especies en una región del Amazonas boliviano mediante la utilización de este método, mientras que con la utilización de técnicas convencionales de captura, se requirieron 54 días y la participación de siete investigadores para obtener resultados similares. Estos resultados muestran las ventajas del empleo de métodos acústicos en los conteos y posteriores monitoreos de aves, tanto desde el punto de vista logístico como en la obtención de resultados más robustos en cuanto a la riqueza de especies en las áreas de interés.

Para la grabación automática, se sugiere el uso de grabadoras automáticas Song Meter SM2+ o SM4 (Fig. 20.2). Estas grabadoras



Figura 20.2. Grabadoras automáticas Song Meter SM4.

se pueden colocar en los sitios de muestreo y permiten registrar las señales acústicas en un rango de hasta 150 m. Estos equipos son fácilmente programables para definir el tiempo de grabación (*e. g.* las 24 horas o sólo las primeras horas de la mañana, etc.). Además, estos equipos poseen la capacidad de almacenar grandes volúmenes de información, lo cual les permite grabar incluso durante varios días. Su alta resistencia a las posibles afectaciones del clima, como las intensas lluvias y temperaturas altas, les confiere garantía absoluta para su uso en los diferentes ecosistemas terrestres cubanos.

Esta técnica se puede emplear combinada con otros métodos de muestreo (*e. g.* puntos de conteo y captura con redes) o de manera independiente, simulando un muestreo acústico por puntos. De manera combinada se podrá obtener resultados más completos de la diversidad del sitio ya que se podría muestrear aquellas especies que no emitirían sonidos.

La identificación de los registros sonoros se puede realizar al oído, por especialistas con experiencia en la identificación acústica de aves o mediante programas especializados (*e. g.* Audacity, Raven, etc.) que permitan cargar archivos con más de 16 bit de resolución. Los registros dudosos se pueden comparar con grabaciones de referencia (*e. g.* disco de los Cantos de las Aves de Cuba; Reynard y Garrido, 1988). El uso de estas técnicas permitirá complementar los resultados obtenidos por el método de conteos por puntos, conocer la presencia de especies nocturnas y otras de baja detectabilidad visual (*e. g.* palomas terrestres). De esta forma, se generan grandes volúmenes de información con el uso mínimo de fuerza de trabajo y otros recursos logísticos en las áreas de estudio. Todos estos resultados se pueden utilizar de manera general, para la conservación de las especies y para el turismo de observación de aves.

MÉTODOS DE CAPTURAS

CAPTURAS CON REDES ORNITOLÓGICAS

Las redes ornitológicas, también conocidas como redes de niebla o japonesas, son herramientas de captura ampliamente utilizadas en los inventarios de aves (Polanco *et al.*, 2015). Las redes pueden variar en longitud y paso de red. Para la captura de aves de bosque, se recomiendan las redes de 9 o 12 m de largo y con un paso de red de 30 mm. Estas son relativamente fáciles de manipular, abarcan una amplia extensión y permiten la captura de especies de pequeño tamaño. Las redes poseen cuatro bolsas que se separan por cinco tensores horizontales que terminan, a cada lado, en un asa de un cordel más grueso y resistente. El tensor superior, generalmente, está marcado con otro color del asa o una marca diferente. Además, las redes poseen unos tensores verticales que contribuyen a crear las bolsas donde las aves se enredan al chocar con la red.

Las redes están confeccionadas con hilos de nylon muy fino y deben manipularse con cuidado porque son costosas y se rompen al enredarse con la vegetación, por lo que se debe limpiar bien el sitio donde se va a colocar, cortando la vegetación que estará por debajo y al costado de la red (Fig. 20.3). Las varas que



Figura 20.3. Forma en que queda colocada la red. © F. Estrada.

se utilicen para colocar las redes se pueden obtener del bosque y se deben seleccionar aquellas lo suficientemente fuerte para sostenerla, lo más recta posible y de más de 3 m de largo. Además, se debe limpiar su corteza de nudos o astillas que puedan interferir con las asas de la red.

Cuando se va a colocar cada red, se deben tomar las cinco asas de un extremo y dejar el resto de la red en la bolsa de nylon, se colocan las asas por el extremo superior de la vara comenzando por el asa que estará más pegada al suelo. Para ello, se deben estirar los tensores verticales para seguir el orden adecuado de los tensores. Cuando estén introducidas las cinco asas, una persona sostiene esa vara y otra va caminando con el otro extremo de la red hacia el lado opuesto donde se colocará la otra, teniendo mucho cuidado que la red no toque el suelo para que no se enreden hojas, ramas, u otros objetos que puedan afectarla. En el otro extremo, antes de realizar la misma operación, se debe comprobar que los tensores horizontales estén en el mismo orden que el primero que se manipuló.

Después de estirar bien la red, se deben separar en cada extremo tres asas hacia arriba y dos hacia abajo y en el medio amarrar la vara con un cordel de nylon y sus dos extremos a arbustos o a una piedra que puedan mantener firme y tensa la red. En el momento que se vaya a abrir la red, las asas no deben rozar de forma muy fuerte con la vara para que no sufran desgastes. Además, los tensores verticales no deben estar muy tensos porque estiraría mucho la red y las aves rebotarían al impactar con la red y no caerían en las bolsas. Cuando se abra la red, se debe colocar el tensor horizontal, que está más pegado al suelo, a una altura no menor de 20 cm, para que las aves que caigan en la bolsa inferior no choquen con el suelo, se enreden con alguna hierba o sean depredadas. La forma de trabajar con las redes, extracción de las aves y su manipulación ha sido abordada por diferentes autores (*e. g.* Ralph *et al.*, 1993; Pyle, 1997; Pinilla, 2000; Acosta *et al.*, 2013).

MANIPULACIÓN DE LAS AVES EN LAS REDES
 Cuando se usan estos métodos, se deben tener en cuenta que existe un riesgo potencial para las aves (Spotswood *et al.*, 2012), por lo que se debe comprometer lo menos posible la integridad y la vida de éstas (Ralph *et al.*, 1993; Pinilla, 2000). Las redes deben revisarse cada 20 min aproximadamente. Un tiempo más prolongado, puede exponer a las aves capturadas aún más a los depredadores, a las altas temperaturas y podrían enredarse demasiado, lo que haría más complicada su extracción. Cuando se observa un ave en la red, se debe mover la malla del tensor horizontal para ver por qué lado se enredó y extraerla por ese mismo lado. Después se trata de tranquilizar e inmovilizar al ave, tomándola con una mano y con la otra se extraen primero las patas, después el cuerpo, las alas y por último la cabeza (Fig. 20.4). Se debe tener mucho cuidado con las patas de las especies pequeñas, porque son frágiles y se pueden partir. Así mismo, se debe observar con detenimiento el pico, ya que en ocasiones los



Figura 20.4. Forma adecuada de extraer un ave de la red.
 © M. Cañizares.

hilos se enredan con la lengua. En este caso, podemos auxiliarnos de una pequeña ramita para ayudar a desenredar el hilo.

Una vez extraída el ave de la red, se coloca en una bolsa de tela para su traslado (las costuras de la bolsa deben ir hacia afuera) y posterior procesamiento. Si nos interesa el dato, se puede escribir en un papel, la red y bolsa donde fue capturado el ejemplar, la hora, etc., y se coloca dentro de la bolsa. Se debe utilizar siempre el horario normal, aunque en ese momento esté establecido en el país el horario de verano. Con esto se trata de homogenizar la información de la hora de captura de los individuos y no introducir errores en los análisis temporales.

OTROS MÉTODOS DE CAPTURA

TRAMPAS DE SUELO

Estas trampas son utilizadas para la captura de aves pequeñas de suelo y granívoras, también se conocen como trampas de entrada (Fig. 20.5). Usualmente miden $1 \times 0,7$ m y se pueden revestir internamente con una malla de plástico para evitar posibles lesiones. Presentan varios embudos por los que las aves entran y no pueden volver a salir. Como cebo se utilizan semillas dispersas en el centro de la trampa y cerca de la entrada de los embudos. Luego, las aves son extraídas por una puerta que se encuentra en el techo. Es muy importante revisar estas trampas cada 30 min o menos ya que así se reduce el riesgo de

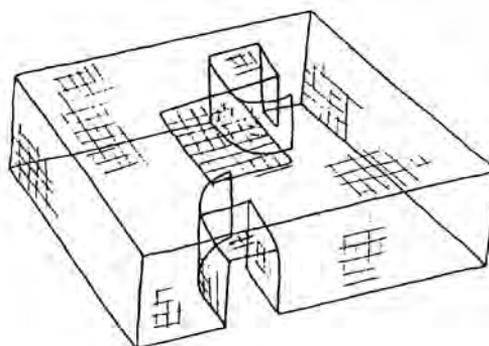


Figura 20.5. Trampa de suelo, tomado de NABC, 2003.

depredación y de que algún ave se lesione al intentar escapar.

TRAMPAS POTTER

Esta es una trampa automática construida de malla metálica. El tamaño de la trampa depende de la especie que se desea capturar (aunque generalmente se utilizan para especies granívoras) y se utiliza un cebo para atraer a las aves (*e. g.* semillas). Presenta un mecanismo de cerrado que se activa cuando el ave pisa un pedal que hace que la puerta caiga y la encierre (Fig 20.6). Su desventaja radica en que sólo se puede capturar un ave a la vez, por eso deben reinstalarse cada vez que se extraiga un ave y debe ser vigilada continuamente si hay depredadores en la zona.

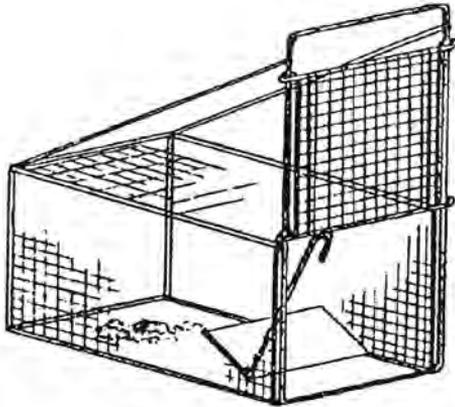


Figura 20.6. Trampa de Potter, tomado de NABC, 2003.

REDES DE ARCO

Las redes de arco se utilizan para la captura de aves rapaces. Está formada por dos semicírculos de metal ligero como márgenes, con una red suelta entre ellos (Fig. 20.7). Los semicírculos están conectados por bisagras y resortes en sus extremos y uno de ellos se ancla al suelo. La trampa se activa con un mecanismo de disparo que sostiene la mitad móvil de esta y que puede accionarse a distancia mediante una cuerda. Como señuelo se pueden utilizar animales vivos o cebo (*e. g.* carroña) en dependencia de la especie de interés.

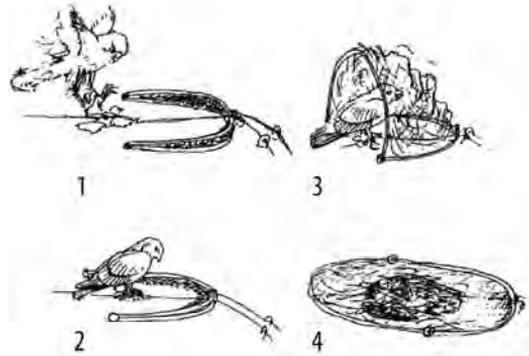


Figura 20.7. Secuencia de captura de una rapaz mediante el uso de una red de arco, tomado de Hull y Bloom, 2003.

TRAMPAS DHO-GAZA

Estas trampas son utilizadas en estaciones de migración, sitios de anidación u otros lugares donde puedan encontrarse aves rapaces con facilidad. Consiste en unos pequeños paneles de red de niebla que se sostienen entre postes por unos mecanismos que permiten que se suelten rápidamente. Cuando la rapaz cae en la malla la red se suelta de los postes y la captura. El tamaño de la trampa depende de la especie y el tipo de hilo y tamaño de malla es el mismo usado para las redes de niebla diseñadas para la captura de las mismas especies. Generalmente se utilizan señuelos vivos para atraer a las rapaces (*e. g.* aves o roedores), aunque pueden usarse también animales atropellados o taxidermizados.

TRAMPAS BAL-CHATRI

Estas trampas consisten en jaulas de alambre con señuelos vivos dentro. Se utilizan a lo largo de caminos o en lugares donde las rapaces pueden cazar desde perchas. Presentan pesas en el fondo y lazos pegados a la zona superior. Cuando las rapaces intentan capturar el señuelo, sus patas quedan atrapadas en los lazos (Fig. 20.8). Se debe monitorear todo el tiempo desde un escondite para evitar que el ave se haga daño con los lazos al intentar escapar.

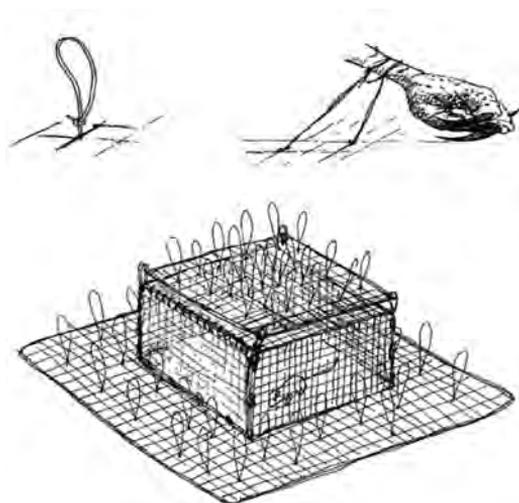


Figura 20.8. Trampa de Bal-chatri, tomado de Hull y Bloom, 2003.

MÉTODO COMBINADO PARA EL INVENTARIO DE AVES TERRESTRES EN CUBA

CONTEO ITINERARIO DE CENSO CON PARCELAS CIRCULARES

Por la experiencia acumulada en las investigaciones sobre aves en ecosistemas boscosos cubanos, en el presente capítulo se propone el uso de la combinación de los métodos de conteo itinerario de censo y parcelas circulares como una variante del utilizado por Carlton (2015). Además, de emplear la captura con redes ornitológicas que son muy eficien-

tes en la detección de las aves, fundamentalmente migratorias, en el estrato de 0 a 2,5 m.

Para los conteos, se deben seleccionar, como mínimo, dos senderos de 500 m de longitud dentro del bosque. Se debe marcar el inicio del transecto y a los 50 m se marca el sitio donde se realizará la primera parcela circular; a continuación, cada 100 m se marcan otras cuatro parcelas lo que haría un total de 5 parcelas circulares (Fig. 20.9). Las marcas se pueden hacer con cintas de color (*flagging tape*) numeradas con plumones indelebles.

Los inventarios se deben realizar entre el amanecer y las 12:00 horas del horario normal porque es el momento del día de mayor actividad de las aves. Según Ralph y Scott (1981) y Ralph *et al.* (1993) se recomiendan hacer los conteos en días soleados, despejados y con poco viento (menos de 20 km/h). Los transectos se deben comenzar a recorrer desde el principio a paso lento y anotando todas las aves vistas u oídas a ambos lados del sendero. En cada parcela, el investigador se detendrá durante 10 minutos y anotará en una planilla (Fig. 20.10), todas las aves vistas u oídas dentro y fuera de un radio de 25 m. Para ser más eficientes en los conteos, se sugiere utilizar códigos por especies y no escribir los nombres completos de las aves en la planilla (Ralph *et al.*, 1993; Carlton, 2015). En el Anexo 1 se brindan los códigos de la *American Ornithological Union* (AOU), los cuales son reconocidos internacionalmente. De manera general, en una localidad donde

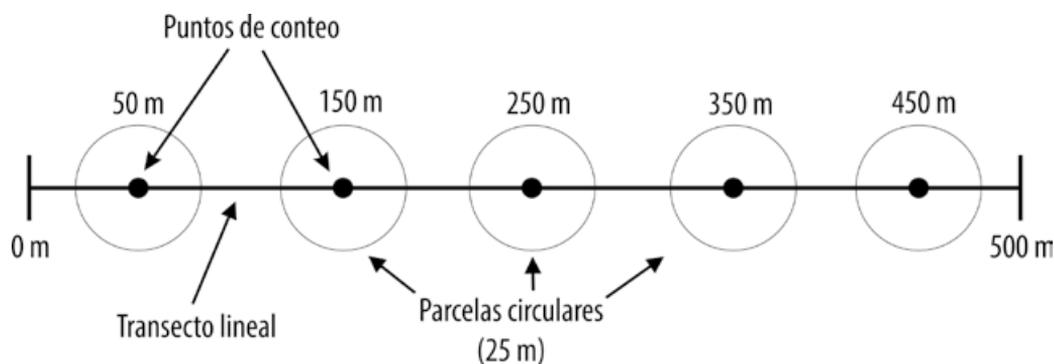


Figura 20.9. Esquema de la ubicación de las parcelas circulares para los conteos sobre el transecto lineal de 500 m; modificado de Carlton (2015).

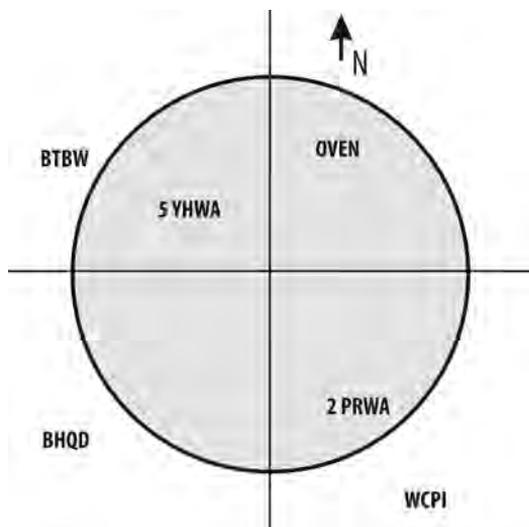


Figura 20.10. Propuesta de planilla para el conteo en las parcelas, los códigos corresponden a especies de aves (ver Anexo 20.1), y el número la cantidad de individuos observados. El círculo representa el radio de los 25 m de la parcela, los códigos fuera del círculo representan las observaciones más allá de ese radio.

se establezcan dos transectos, se deben realizar conteos a través de 1 000 m de longitud y en 10 parcelas. Al final del día, se debe registrar en otra planilla los totales de especies e individuos contados dentro y fuera de cada parcela, así como otros datos tomados en el campo, como la hora de inicio y final de los conteos, las coordenadas geográficas del sitio, el tipo de vegetación, etc.

Para el cálculo de la abundancia relativa en los conteos se debe dividir el número de individuos de cada especie y el total entre el número de parcelas que se han realizado. Este valor puede ser estandarizado como aves/parcela o aves/hora. Las especies contadas en el transecto, entre una parcela y otra, no se contabilizan para el cálculo de la abundancia, pero sí para estimar la diversidad de aves que hay en el hábitat. Una de las mayores ventajas del método de conteo en parcelas circulares es que puede ser empleado en hábitats con vegetación densa, además, permite hacer estimaciones de la abundancia relativa de las poblaciones de aves. A diferencia del transecto lineal, las parcelas no permiten hacer estima-

ciones de densidad. No obstante, los transectos no son recomendados para la mayoría de los ecosistemas boscosos cubanos dado que la densidad de la vegetación limita la visibilidad de las aves. Para realizar los conteos se debe contar idealmente con binoculares, una guía de campo para la identificación de las aves, GPS, tablilla, lápiz, planillas confeccionadas para los conteos y cintas de colores contrastantes con la vegetación (e. g. rojo o rosado) para marcar los transectos y las parcelas.

Se sugiere que se coloque una red coincidiendo con las parcelas circulares de cada punto de conteo. Las redes se pueden colocar en la misma dirección del sendero y otras perpendicular al mismo para capturar las aves que vuelan en diferentes direcciones. Las redes se deben abrir a las 7: 00 am y se cierran a las 12: 00 m (horario normal). El cálculo de la abundancia relativa de una especie, mediante la captura con redes, se puede estimar dividiendo el número de individuos entre el esfuerzo de captura. Por ejemplo, si se colocan cinco redes por cuatro horas consecutivas, el esfuerzo de captura es 20 horas/red. En ocasiones, la abundancia se multiplica por 100 para darlo en porcentaje y no lidiar con fracciones decimales.

Entre las ventajas de emplear la captura con redes en el protocolo de inventario, es que permite incorporar especies de baja detectabilidad visual y vocal, cuya presencia raras veces es detectada en los conteos. Permite la obtención de información de los individuos capturados, como es el caso de la edad, sexo, datos morfométricos, etc. Además, el análisis de datos de captura de individuos marcados puede brindar información sobre la fidelidad a los sitios, tasa de supervivencia, etc. Una de las desventajas de las capturas con redes al nivel del suelo, es el sesgo hacia las aves que se mueven en estratos más bajos de la vegetación. Por otra parte, el trabajo con redes requiere de entrenamiento para la manipulación de las redes e individuos capturados.

La Tabla 20.2 resume algunas variables relacionadas con la riqueza y composición de los ensambles de aves presentes en diferen-

Tabla 20.2. Valores de la riqueza de especie observada y capturada con redes ornitológicas en diferentes localidades y hábitats del archipiélago cubano. La riqueza total incluye los valores obtenido en los conteos y la captura con redes.

Localidad	Residentes	Migratorias	Riqueza captura	Riqueza total
Guanahacabibes, Cabo Corriente (bosque semideciduo)	21	12	24	33
Guanahacabibes, El Veral (bosque semideciduo y de ciénaga)	31	22	39	53
Mil Cumbres, Cajálbana (pinar)	26	10	16	36
Mil Cumbres, El Cayo (pinar)	32	15	27	47
Mil Cumbres, San Marcos (bosque semideciduo)	24	11	15	35
Sierra de La Guira, El Salvador (bosque semideciduo)	28	15	16	43
Ciénaga de Zapata, Caleta Buena (bosque semideciduo)	20	14	22	34
Ciénaga de Zapata, Caleta del Toro (bosque semideciduo)	29	15	24	44
Ciénaga de Zapata, Camilo (bosque semideciduo y mangle)	19	10	17	29
Ciénaga de Zapata, Cenote (bosque semideciduo)	27	15	29	42
Ciénaga de Zapata, Sábalos (bosque semideciduo y de cienaga)	33	22	39	55
Cayo Coco, La Petrolera ((bosque de mangle)	23	21	39	44
Cayo Coco, Las Coloradas (matorral xeromorfo costero)	21	26	35	47
Cayo Coco, Sitio Viejo (bosque semideciduo)	20	22	31	42
Cayo Sabinal (bosque semideciduo)	18	28	31	46
Cayo Sabinal (vegetación costa arenosa)	14	23	23	37
Pinares de Mayarí, Guayabal (bosque semideciduo)	11	16	16	27
Pinares de Mayarí, La Caridad	15	16	20	31
Pinares de Mayarí, Mensura	8	18	14	26
PN Alejandro de Humboldt (pinar)	9	20	16	29
PN Alejandro de Humboldt (bosque siempreverde)	10	17	17	27

tes ecosistemas boscosos de Cuba durante el periodo de residencia invernal. En todas estas localidades se aplicó la combinación del conteo en parcelas circulares y la captura con redes ornitológicas (González, 1996; Wallace *et al.*, 1996; González *et al.*, 1999; Sánchez *et al.*, 2003).

De manera general, los estimados de abundancia relativa para migratorias y residentes derivados de las capturas y los puntos de conteos no presentaron relación. La riqueza de especies detectada en las redes, como promedio, representó 62 % de la riqueza total. Las redes ornitológicas detectaron significativamente más especies migratorias que los puntos de conteos. Lo anterior está relacionado con el hecho que las aves residentes permanentes cantan sistemáticamente, de esta forma son relativamente más fáciles de detectar en los conteos que las migratorias. Sin embargo, muchas de ellas ocupan estra-

tos de la vegetación altos y no son capturadas en las redes. Por otra parte, muchas especies migratorias durante el periodo invernal emiten cantos poco perceptibles, lo que hace más difícil su detección de forma auditiva o visual, además se mueven dentro de los diferentes estratos de la vegetación y tienden a ser capturadas con mayor frecuencia, como son algunas especies de bijiritas (González, 1996; González *et al.*, 1999).

En promedio los ensambles estuvieron compuestos por 38 especies de aves. La mayor riqueza observada alcanzó 55 especies en el bosque semideciduo de Los Sábalos en la Ciénaga de Zapata. El promedio de residentes y migratorias fue de 21 y 18 especies, respectivamente; y en las localidades más orientales la riqueza de migratorias fue proporcionalmente más elevada (González, 1996; González *et al.*, 1999). Una muestra de las 12 especies residentes y migratorias



Figura 20.11. Representatividad de las especies de aves residentes más comunes en hábitats terrestres de Cuba. A. *Turdus plumbeus*, B. *Melopyrrha nigra*, C. *Spindalis zena*, D. *Teretistris fernandinae*, E. *Tiaris olivaceus*, F. *Vireo gundlachii*, G. *Myiarchus sagrae*, H. *Teretistris fornsi*, I. *Xiphidiopicus percussus*, J. *Tyrannus caudifasciatus*, K. *Contopus caribaeus* y L. *Chlorostilbon ricardii*.

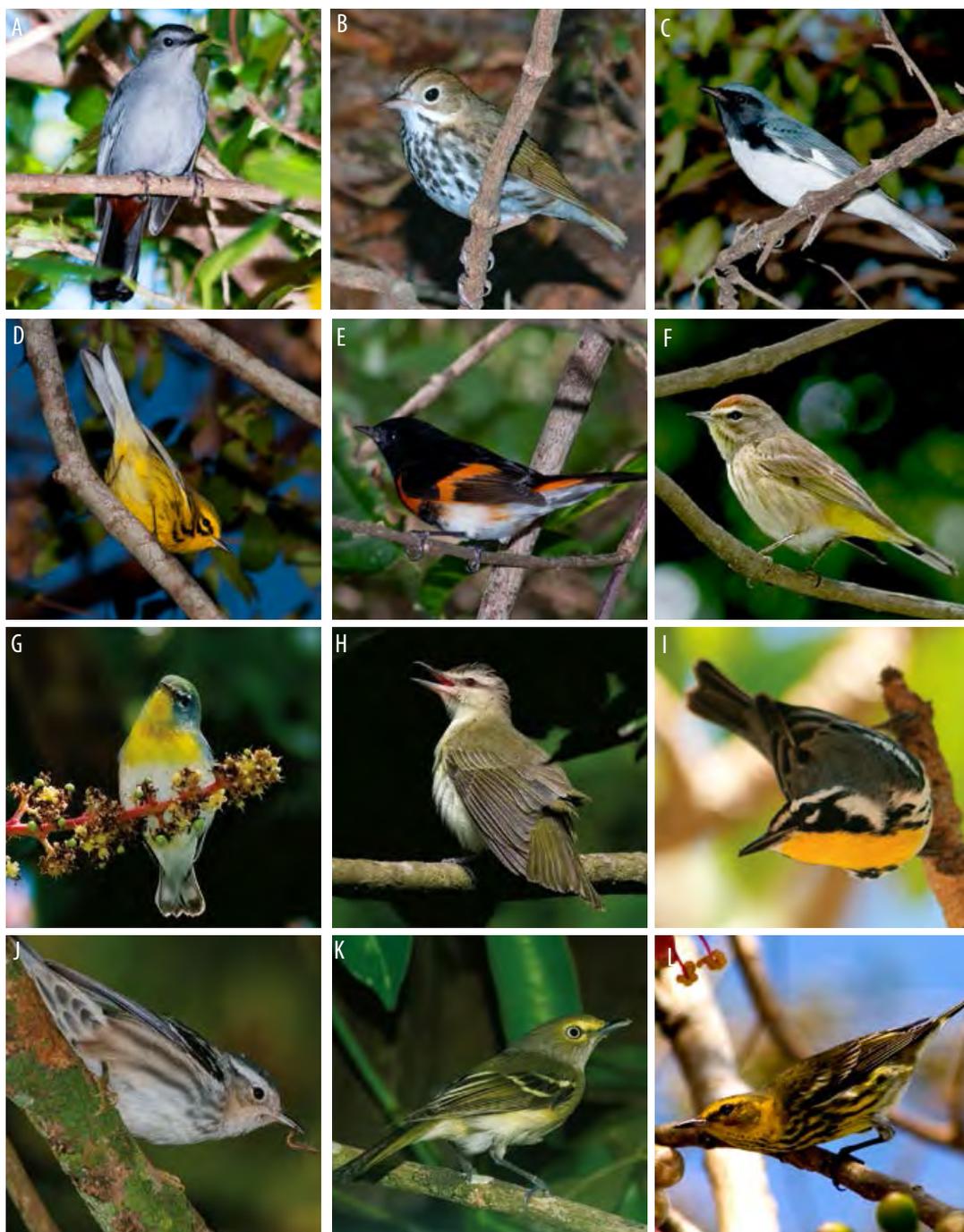


Figura 20.12. Representatividad de las especies de aves migratorias más comunes en hábitats terrestres de Cuba. A. *Dumetella carolinensis*, B. *Seiurus aurocapilla*, C. *Setophaga caerulescens*, D. *Setophaga discolor*, E. *Setophaga ruticilla*, F. *Setophaga palmarum*, G. *Setophaga americana*, H. *Vireo altiloquus*, I. *Setophaga dominica*, J. *Mniotilta varia*, K. *Vireo griseus* y L. *Setophaga tigrina*.

más frecuentes en los ecosistemas boscosos de Cuba se muestran en las Figuras 20.11 y 20.12, respectivamente. Los resultados obtenidos en los ecosistemas cubanos indican que la combinación de conteos y capturas es un método apropiado para maximizar el número de especies detectadas en un sitio. Wunderle y Waide (1993) obtuvieron resultados similares en otras islas del Caribe. Estos resultados han sido utilizados para el conocimiento y manejo de áreas protegidas, la determinación de Áreas de Importancia para las Aves y el turismo de naturaleza.

Basado en los métodos descritos, se presenta un posible esquema de trabajo para el inventario de aves en ecosistemas boscosos:

1er día: Se seleccionan los sitios de muestreos. Se marca la posición de las parcelas circulares y se colocan las redes ornitológicas.

2do día: Se realizan los conteos en la mañana.

3er día: No se realizan conteos, se abren las redes para realizar las capturas.

4to día: Se repite el trabajo del segundo día, comenzando los conteos por la última parcela que se contó el segundo día.

5to día: Se realizan las capturas y no se hacen los conteos.

Siguiendo el esquema anterior, se tendrán dos días de conteos y dos días de capturas, lo que aportará información básica sobre la diversidad de especies y abundancia relativa de las poblaciones de aves en esa localidad.

ANILLAMIENTO

El anillamiento es una técnica de marcaje que permite obtener información sobre los desplazamientos, migraciones, longevidad, mortalidad y otros aspectos (Pinilla, 2000; Ralph *et al.*, 1993). Consiste en el marcado del ave con una banda o anillo, generalmente en la pata derecha. Usualmente, el marcaje se realiza con anillos metálicos enumerados confeccionados por organizaciones interna-

cionales, para lo cual se debe contar con autorización. No obstante, existen anillos plásticos de colores de tamaños estándares, los que se corresponden con los diámetros de los tarsos de las principales especies de aves que se capturan en los ecosistemas boscosos de Cuba. Mediante el anillamiento, también se puede individualizar cada ave utilizando una combinación de colores en cada pata.

Por otra parte, recomendamos que se tomen solamente el peso y las medidas del ala y la cola. Estas medidas permiten evaluar la condición física y la edad de los individuos capturados. Esta información puede ser empleada en los análisis de variaciones estacionales y composición etaria de las poblaciones. Se sugiere confeccionar planillas donde se refleje toda la información recolectada en la captura y anillamiento. A las aves que no se les pueda colocar anillos por su tamaño, se pueden marcar, cortando una pluma del ala o la cola o combinando ambas.

Antes de comenzar el anillamiento se debe preparar una mesa donde se deben colocar todos los instrumentos de forma ordenada para que el anillador pueda trabajar de forma rápida y eficiente (Fig. 20.13). Los materiales necesarios para el anillamiento son: bolsas de tela para la transportación de las aves, balanzas tipo dinamómetro de diferentes magnitudes, anillos plásticos de colores de diferentes tamaños, pinzas especiales para esos tipos de anillos, plantilla (para la medición de los tarsos e identificación del tipo de anillo que lleva cada ave, cinta de color resal-



Figura 20.13. Mesa instalada en el campo con todas las herramientas necesarias para el anillamiento, medición y registro de aves terrestres. © H. González.



Figura 20.14. Forma correcta de manipular las aves durante el anillamiento. © M. Cañizares.

tante, planillas confeccionadas para registrar los datos de anillamiento y lápices, roys de cordeles de nylon. Otra herramienta de suma importancia es el libro de Pyle (1997), el cual constituye la fuente bibliográfica de referencia para la identificación, sexado, datado y conocer el tamaño de anillo de cada especie neártica neotropical.

El pesaje de las aves se realiza con una balanza tipo dinamómetro; para esto primero se

debe pesar el ave dentro de la bolsa en la que se coloca y luego se pesa la bolsa vacía para conocer el peso del ave por la diferencia.

Para manipular el ave, se debe tomar por las patas, los dedos índice y del medio se deben colocar agarrando las patas entre el tarso y el vientre del ave. Para anillarla, el ave se debe tomar con la cabeza entre los dedos del medio y el índice, mientras que con los dedos meñique y anular se sujetan las patas (Fig. 20.14). Con los dedos pulgares y anular se sujeta el tarso donde se colocará el anillo (Fig. 20.15). Para medir el ala y la cola se sujeta de la forma en que se muestra en la Figura 20.16.

PRESERVACIÓN DE ESPECÍMENES PARA COLECCIONES ZOOLOGICAS

Las aves que se recolectan muertas para pieles de estudio, deben ser conservadas en nevera dentro de bolsas plásticas. Si no se dispone de nevera portátil o de una instalación cercana donde refrigerarlos, lo mejor es eviscerarlos y llenar la cavidad abdominal y la bucal con algodón impregnado en alcohol al 70 %, cuidan-



Figura 20.15. Forma de sujetar el ave para anillarla. © M. Cañizares.



Figura 20.16. Forma de medir el ala y la cola. © M. Cañizares

do de no manchar con sangre las plumas, lo cual se evita empolvando con talco los bordes de la incisión abdominal. Luego se colocan en bolsas de polietileno, para prevenir la desecación. En condiciones de campo la piel puede ser salada después del descarnar y desgrase manual, pero el empleo del cloruro de sodio altera el color e incrementa la capacidad de absorción de humedad del material (higroscopía). El secado de pieles de estudio terminadas en el terreno debe hacerse a la sombra y en lugares ventilados, fuera del alcance de insectos u otros organismos. Se sugiere que, en estas condiciones se construya una caja de secado con listones y protegida por malla plástica o tela para mosquiteros. El montaje en posición anatómica requiere de ejemplares en óptimo estado de conservación.

Los ejemplares destinados a preservación en líquido deben ser fijados. Esto requiere de recipientes con capacidad suficiente para evitar el hacinamiento de los ejemplares. Debe velarse por la concentración del fijador si este es reutilizado.

Los esqueletos suelen limpiarse por métodos químicos o biológicos (e. g. hormigas, derméstidos, etc.). El primero es más limpio y eficiente, pero tiene un límite impuesto por el tamaño del animal. Para la obtención de un esqueleto se suele conservar en alcohol el animal descuerado y eviscerado en el campo hasta llegar a la institución donde se procesará. Las osamentas descarnadas pueden secarse de la misma forma que se indicó para las pieles de estudio. La etiqueta numerada debe atarse a la pelvis; si el material está desarticulado, cada porción articulada debe ser rotulada con el mismo número de campo (González *et al.*, 2008).

LITERATURA CITADA

- Acosta, M. y L. Mugica. 1988. Estructura de la comunidad de aves que habitan los bosques cubanos. *Ciencias Biológicas*. 19-20: 9-19.
- Acosta, M., L. Mugica y S. Aguilar. 2013. *Protocolo para el monitoreo de aves acuáticas y marinas*. Centro Nacional de Áreas Protegidas. 142 pp.
- Aguilar, S. 2010. Áreas Importantes para la Conservación de las Aves en Cuba. Editorial Academia 136 pp.
- Alayón, G. 1987. Lista de las aves observadas en la Reserva Natural de Cupeyal, provincia de Guantánamo, Cuba. *Misceláneas Zoológicas, Instituto de Zoología*. 31: 1-2.
- Alayón, G. y A. Posada 1987. Lista de las aves observadas en el Municipio de Holguín. *Garciana* 2:1-3
- Baillie, J. E. M., C. Hilton-Taylor y S. N. Stuart (Eds) 2004. *2004 IUCN Red List of Threatened Species. A Global Species Assessment*. IUCN, Gland, Switzerland and Cambridge, UK xxiv + 191 pp.
- Berovides, V., M. Cañizares y A. González. 2005. *Manual para la capacitación del personal técnico de las Áreas Protegidas de Cuba*. Centro Nacional de Áreas Protegidas. Ministerio de Ciencia, Tecnología y Medio Ambiente, 47 pp.
- Blondel, J. 1969. *Methodes de de nomenclature des populations d'oiseaux*. Masson et cie, Paris, 23.
- Bub, H. 1991. *Bird trapping and bird banding*. Cornell University Press, Ithaca, New York, 330 pp.
- Carlton, C. 2015. Bird Survey Methods, Baseline Survey. National Parks Association. Disponible en <http://www.npws.nsw.gov.au/>. Último acceso: 15 de mayo de 2016.
- Caycedo-Rosales, P., C., J. F. Ruiz-Muñoz y M. Orozco-Alzate. 2013. Reconocimiento autom-

- atizado de señales bioacústicas: Una revisión de métodos y aplicaciones. *Ingeniería y Ciencia* 18: 171-195.
- Emlen, J. T. 1971. Population densities of birds derived from transect counts. *The Auk* 88: 323-342.
- Finch, D. M. y P. W. Stangel 1993. Status and management of Neotropical Migratory Birds. USDA Forest Service. *General Technical Report* RM-229, 422 pp.
- Garrido, O. H. y A. Kirkconnell. 2000. *Field guide to the birds of Cuba*. Cornell Univ. Press, Nueva York, 253 pp.
- González Alonso, H., E. Godínez, P. Blanco y A. Pérez. 1997. Características ecológicas de las comunidades de aves en diferentes hábitats de la Reserva de la Biosfera Península de Guanahacabibes, Pinar del Río, Cuba. *Avicennia* 6/7: 103-110.
- González Alonso, H. 1996. Composición y abundancia de aves residentes y migratorias en Cuba occidental y central durante el período migratorio. Tesis Doctoral, Universidad de La Habana, 93 pp.
- González Alonso, H., A. Llanes Sosa, B. Sánchez Oria, D. Rodríguez Batista, E. Pérez Mena, P. Blanco Rodríguez, R. Oviedo Prieto y A. Pérez Hernández. 1999. Estado de las comunidades de aves residentes y migratorias en ecosistemas cubanos en relación con el impacto provocado por los cambios globales. 1989-1999. [Inédito]. Informe Final. Depositado en el Instituto de Ecología y Sistemática, 111 pp.
- González Alonso, H., G. Silva, N. García y A. Pérez. 2008. Procedimiento Curatorial para Colecciones Zoológicas Cubanas. *Acta Botánica* 202:13-2
- González Alonso, H., L. Rodríguez Schettino, A. Rodríguez, C. A. Mancina, e I. Ramos García (Eds.) 2012. Libro rojo de los vertebrados de Cuba. Editorial Academia, La Habana, 303 pp.
- Hechavarría García, G. G., O. Triay, M. Almeida, Y. Segovia, M. Torres, Z. García, A. García, Y. Cala, A. Galindo y J. Pérez. 2010. Avifauna asociada al Parque Nacional "Desembarco del Granma", municipio Niquero, Granma, Cuba. *Cubazoo* 22: 15-22.
- Hull, B. y P. Bloom. 2003. *Manual de técnicas de anillado de rapaces del anillador de Norteamérica*. North American Banding Council, 26 pp.
- Hutto, R., S. M. Pletschet y P. Hendricks. 1986. A fixed radius point count method for nonbreeding and breeding season use. *The Auk* 103: 593-602.
- Kerby, J. y K. Wert. 2012. Nocturnal acoustic monitoring of amphibians and birds on the Niobrara Delta and the 59 Mile Reach of the Missouri River. [Inédito]. Report for the South Dakota Department of Game, Fish and Parks Wildlife Division.
- Kirwan, G. M. y A. Kirkconnell. 2002. The avifauna of Pálpite, Ciénaga de Zapata, Cuba, and the importance of the area for globally threatened end endemic birds. *El Pitirre* 15 (3): 101-109.
- NABC (North American Banding Council). 2003. *Manual para anillar paseriformes y cuasi-paseriformes del anillador de Norteamérica (excluyendo colibríes y búhos)*. North American Banding Council, 20 pp.
- Naranjo, L. G., J. Correa, H. González, D. Hernández, B. Jiménez, J. Morales, A. Navarro, R. M. Vidal, L. Villaseñor, F. Villaseñor y J. A. Colón. 1992. Some suggestions for future cooperative work in Latin America. Pp. 590-596. En *Ecology and Conservation of Neotropical Migrant Landbirds*. (J. M. Hagan III y D.W. Johnston, Eds). Smithsonian Institution Press.
- Navarro, N., y E. Reyes. 2017. *Annotated checklist of the birds of Cuba*. Ediciones Nuevos Mundos. Florida, USA, 38 pp.
- Parker, T. A. III. 1991. On the use of tape recorders in avifaunal surveys. *The Auk* 108: 443-444.
- Pinilla, J. (Ed.) 2000. Manual para el anillamiento científico de aves. SEO/BirdLife y DGCN-MI-MAM. Madrid.
- Polanco J. M., A. Ospina, D. Arango, J. Snaider y O. H. Marín. 2015. Efectividad de las redes de niebla para determinar la riqueza de aves en un bosque montano de los andes centrales (Salento, Quindío, Colombia). *Revista de Investigaciones - Universidad del Quindío* 27(1): 75-88.
- Posada, R. M., A. Kirkconnell, F. de Azaola y A. Llanes. 1989. Ornitocenosis de los cayos Campos, Avalos y Cantiles, Archipiélago de los Canarreos, Cuba. *Poeyana* 365: 1-9.
- Pyle, P. 1997. *Identification Guide to the North American Birds*. Part 1. Library of Congress, Slate Creek Press, 732 pp.
- Ralph, C. J. y M. Scott. 1981. Estimating Numbers of Terrestrial Birds. *Studies in Avian Biology* 6: 630 pp.
- Ralph, C. J., G. R. Geupel, P. Pyle, T. E. Martin y D. F. DeSante. 1993. *Handbook of Field Methods for Monitoring Landbirds*. Editorial Pacific Southwest Research Station, Albany, California, 41 pp.
- Reynard, G. B., y O. H. Garrido. 1988. *Cantos de las Aves de Cuba* (CD-ROM). Cornell Laboratory of Ornithology.

- Robbins, C. S., D. Bystrak, P. H. Geissler. 1986. The breedingbird survey: Its first fifteen years, 1965-1979. Resource Publication 157. Washington, DC. U.S. Department of Interior, Fish and Wildlife Service.
- Rodríguez, D. y M. E. García. 1987. Ornitocenosis de una vegetación litoral al norte de la Habana. *Poeyana* 347: 1-7.
- Sánchez, B., D. Rodríguez y M. Acosta. 1992. Nuevos reportes y recapturas de aves migratorias en la Ciénaga de Zapata, Cuba. *Comunicaciones Breves de Zoología. Instituto de Ecología y Sistemática*: 4-5
- Sánchez, B., R. Oviedo, N. Navarro, A. Hernández, C. Peña, E. Reyes y R. Sanchez. 1998. Composición y abundancia de la avifauna en tres formaciones vegetales en la meseta de Nipe, Holguín, Cuba. *El Pitirre* 3: 107.
- Sánchez, B., N. Navarro, R. Oviedo, C. Peña, A. Hernández, E. Reyes, P. Blanco, R. Sánchez y A. Herrera. 2003. Composición y abundancia de las aves en tres formaciones vegetales de la Altiplanicie de nipe, Holguín, Cuba. *Ornitología Neotropical* 14:215-231.
- Spotswood E. N., K. R. Goodman, J. Carlisle, R. L. Cormier, D. L. Humple, J. Rousseau, S. L. Guers y G. G. Barton. 2012. How safe is mist netting? evaluating the risk of injury and mortality to birds. *Methods in Ecology and Evolution* 3: 29-38.
- Terborgh, J. W. 1992. Perspectives on the conservation of Neotropical migrant landbirds. Pp. 7-12. En *Ecology and Conservation of Neotropical Migrant Landbirds*. (J. M. Hagan III y D. W. Johnston, Eds). Smithsonian Institution Press.
- Thompson, F. R. y M. J. Schwalbach. 1995. *Analysis of sample size counting time, and plot size from an avian point count survey on Hoosier National Forest, Indiana*. USDA Forest Service Gen. Tech. Rep. PSW-GTR-149.
- Wallace, G. E., H. González, M. K. McNicholl, D. Rodríguez, R. Oviedo, A. Llanes, B. Sánchez y E. Wallace. 1996. Forest-Dwelling Neotropical migrant and resident birds wintering in three regions of Cuba. *The Condor* 98:745-768.
- Wiley, J. W. 2000. A bibliography of ornithology in the West Indies. *Proceedings of the Western Foundation of Vertebrate Zoology*, Volume 7, 817 pp.
- Wunderle, J. M. y R. Waide. 1993. Distribution of overwintering Nearctic migrants in the Bahamas and Grater Antilles. *The Condor* 95 (4): 904-933.
- Wunderle, J. M. 1994. *Census Methods for Caribbean Land Birds*. General Technical Report. United States Department of Agriculture, 21 pp.

Bien Te Veo (*Vireo altiloquus*)

Anexo 20.1. Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano; se incluyen los registros de Navarro y Reyes (2017). Para cada especie se brinda el código (COD.) que puede ser empleado en las planillas de la toma de datos, el estado de permanencia (EP): residente permanente (RP), residente invernal (RI), residente bimodal (RB), transeúnte (T), accidental (A), oceánica (O) e introducida (I), además de los hábitos (H): terrestres (T) o acuáticas (A) y la categoría de amenaza (A) según González *et al.* (2012). Las especies endémicas se indican con un asterisco (*) después del nombre común.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
ORDEN Anseriformes: Familia Anatidae					
Yaguasín	<i>Dendrocygna bicolor</i> (Vieillot, 1816)	FUWD	RP	A	
Yaguasa	<i>Dendrocygna arborea</i> (Linneo, 1758)	WIWD	RP	A	VU
Yaguasa Cariblanca	<i>Dendrocygna viduata</i> (Linneo, 1766)	WFWD	T	A	
Yaguasa Barrigui prieta	<i>Dendrocygna autumnalis</i> (Linneo, 1758)	BBWD	RP	A	
Cisne	<i>Cygnus columbianus</i> (Ord, 1815)	WHSW	A	A	
Guanana	<i>Anser albifrons</i> (Scopoli, 1769)	GWFG	T	A	
Guanana Prieta	<i>Anser caerulescens</i> Linneo, 1758	LSGO	T	A	
Ganso del Canadá	<i>Branta canadensis</i> (Linneo, 1758)	CAGO	A	A	
Pato Doméstico	<i>Cairina moschata</i> (Linneo, 1758)	MUDU	I	A	
Pato Huyuyo	<i>Aix sponsa</i> (Linneo, 1758)	WODU	RP	A	
Pato Serrano	<i>Anas crecca</i> (Linneo, 1758)	AGWT	RI	A	
Pato Ingles	<i>Anas platyrhynchos</i> Linneo, 1758	MALL	RI	A	
Pato de Bahamas	<i>Anas bahamensis</i> Linneo, 1758	WHIP	RP	A	
Pato Pescuesilargo	<i>Anas acuta</i> Linneo, 1758	NOPI	RI	A	
Pato de La Florida	<i>Spatula discors</i> (Linneo, 1766)	BWTE	RI	A	
Pato Canelo	<i>Spatula cyanoptera</i> (Vieillot, 1816)	CITE	T	A	
Pato Cuchareta	<i>Spatula clypeata</i> (Linneo, 1758)	NSHO	RI	A	
Pato Gris	<i>Mareca strepera</i> (Linneo, 1758)	GADW	RI	A	
Pato Lavanco	<i>Mareca americana</i> (Gmelin, 1789)	AMWI	RI	A	
Silbón Europeo	<i>Mareca penelope</i> (Linneo, 1758)	EUWI	A	A	
Pato Lomiblanco	<i>Aythya valisineria</i> (Wilson, 1814)	CANV	RI	A	
Pato Cabecirrojo	<i>Aythya americana</i> (Eyton, 1838)	REDH	T	A	
Pato Cabezón	<i>Aythya collaris</i> (Donovan, 1809)	RNDU	RI	A	
Pato Morisco	<i>Aythya affinis</i> (Eyton, 1838)	LESC	RI	A	
Pato Cabezón Raro	<i>Aythya marila</i> (Linneo, 1761)	GRSC	A	A	
Pato Monudo	<i>Bucephala albeola</i> (Linneo, 1758)	BUFF	A	A	
Pato de Cresta	<i>Lophodytes cucullatus</i> (Linneo, 1758)	HOME	RI	A	
Pato Serrucho	<i>Mergus serrator</i> Linneo, 1758	RBME	RI	A	
Pato Chorizo	<i>Oxyura jamaicensis</i> (Gmelin, 1789)	RUDV	RP	A	
Pato Agostero	<i>Nomonyx dominicus</i> (Linneo, 1766)	MADU	RP	A	VU
Pato Serrucho Raro	<i>Mergus merganser</i> Linneo, 1758	COME	A	A	
Negrón Careto	<i>Melanitta perspicillata</i> (Linneo, 1758)	SUSC	A	A	
Negrón Especulado	<i>Melanitta fusca</i> (Linneo, 1758)	WWSC	A	A	
Pato Negro Americano	<i>Anas rubripes</i> Brewster, 1902	ABDU	A	A	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
ORDEN Galliformes: Familia Phasianidae					
Faisán de Collar	<i>Phasianus colchicus</i> Linneo, 1758	RINP	I	T	
Familia Numididae					
Guinea	<i>Numida meleagris</i> (Linneo, 1758)	HEGU	I	T	
Familia Odontophoridae					
Codorniz	<i>Colinus virginianus</i> (Linneo, 1758)	NOBO	RP	T	
ORDEN Gaviiformes: Familia Gaviidae					
Somormujo	<i>Gavia immer</i> (Brünnich, 1764)	COLO	A	A	
ORDEN Podicipediformes: Familia Podicipedidae					
Zaramagullón Chico	<i>Tachybaptus dominicus</i> (Linneo, 1766)	LEGR	RP	T	
Zaramagullón Grande	<i>Podilymbus podiceps</i> (Linneo, 1758)	PBGR	RP	T	
ORDEN Phoenicopteriformes: Familia Phoenicopteridae					
Flamenco	<i>Phoenicopterus ruber</i> Linneo, 1758	GRAF	RB	A	
ORDEN Procellariiformes: Familia Procellariidae					
Pájaro de las Brujas	<i>Pterodroma hasitata</i> (Kuhl, 1820)	BCPE	O	A	EN
Pampero de Cory	<i>Calonectris diomedea</i> (Scopoli, 1769)	COSH	A	A	
Pampero Oscuro	<i>Ardenna grisea</i> (Gmelin, 1789)	SOSH	O	A	
Pampero	<i>Puffinus puffinus</i> (Brunnich, 1764)	MASH	O	A	
Pampero de Audubon	<i>Puffinus lherminieri</i> Lesson, 1839	AUSH	O	A	
Pampero Grande	<i>Ardenna gravis</i> (O'Reilly, 1818)	GRSH	A	A	
Familia Hydrobatidae					
Pamperito de Wilson	<i>Oceanites oceanicus</i> (Kuhl, 1820)	WISP	O	A	
Pamperito de las Tempestades	<i>Oceanodroma leucorhoa</i> (Vieillot, 1817)	LHSP	O	A	
Pamperito de Castro	<i>Oceanodroma castro</i> (Harcourt, 1851)	BSTP	O	A	
ORDEN Phaethontiformes: Familia Phaethontidae					
Contra maestre	<i>Phaethon lepturus</i> Daudin, 1802	WTTR	RV	A	
Rabijunco de Pico Rojo	<i>Phaethon aethereus</i> Linneo, 1758	RBTR	A	A	
Orden Ciconiiformes: Familia Ciconiidae					
Cayama	<i>Mycteria americana</i> Linneo, 1758	WOST	RP	A	
ORDEN Suliformes: Familia Sulidae					
Pájaro Bobo de Cara Azul	<i>Sula dactylatra</i> Lesson, 1831	MABO	T	A	
Pájaro Bobo Prieto	<i>Sula leucogaster</i> (Boddaert, 1783)	BRBO	RP	A	
Pájaro Bobo Blanco	<i>Sula sula</i> (Linneo, 1766)	RFBO	T	A	
Pájaro Bobo del Norte	<i>Morus bassanus</i> (Linneo, 1758)	NOGA	A	A	
Familia Phalacrocoracidae					
Corúa de Mar	<i>Phalacrocorax auritus</i> (Lesson, 1831)	DCCO	RB	A	
Corúa de Agua Dulce	<i>Phalacrocorax brasilianus</i> (Gmelin, 1789)	OLCO	RP	A	
Familia Anhingidae					
Marbella	<i>Anhinga anhinga</i> (Linneo, 1766)	ANHI	RB	A	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Familia Fregatidae					
Rabihorcado	<i>Fregata magnificens</i> Mathews, 1914	MAFR	RP	A	
ORDEN Pelecaniformes: Familia Pelecanidae					
Pelicano Blanco	<i>Pelecanus erythrorhynchos</i> Gmelin, 1789	AWPE	A	A	
Pelicano	<i>Pelecanus occidentalis</i> Linneo, 1766	BRPE	RB	A	
Familia Ardeidae					
Guanaba Rojo	<i>Botaurus lentiginosus</i> (Rackett, 1813)	AMBI	RI	A	
Garcita	<i>Ixobrychus exilis</i> (Gmelin, 1789)	LEBI	RB	A	
Garcilote	<i>Ardea herodias</i> Linneo, 1758	GTBH	RB	A	
Garzón	<i>Ardea alba</i> Linneo, 1758	GREG	RB	A	
Garza Real	<i>Egretta thula</i> (Molina, 1782)	SNEG	RB	A	
Garza Azul	<i>Egretta caerulea</i> (Linneo, 1758)	LBHE	RB	A	
Garza de Vientre Blanco	<i>Egretta tricolor</i> (Müller, 1776)	TRHE	RB	A	
Garza Morada	<i>Egretta rufescens</i> (Gmelin, 1789)	REEG	RB	A	
Garcita Bueyera	<i>Bubulcus ibis</i> (Linneo, 1758)	CAEG	RB	T	
Aguaitacaimán	<i>Butorides virescens</i> (Linneo, 1758)	GNBH	RB	A	
Guanaba de la Florida	<i>Nycticorax nycticorax</i> (Linneo, 1758)	BCNH	RB	A	
Guanaba Real	<i>Nyctanassa violacea</i> (Linneo, 1758)	YCNH	RB	A	
Familia Threskiornithidae					
Coco Blanco	<i>Eudocimus albus</i> (Linneo, 1758)	WHIB	RP	A	
Coco Rojo	<i>Eudocimus ruber</i> (Linneo, 1758)	SCIB	A	A	
Coco Prieto	<i>Plegadis falcinellus</i> (Linneo, 1766)	GLIB	RP	A	
Sevilla	<i>Platalea ajaja</i> Linneo, 1758	ROSP	RP	A	
ORDEN Accipitriformes: Familia Accipitridae					
Gavilán Caguarero *	<i>Chondrohierax wilsonii</i> Cassin, 1847	CUKI	RP	T	CR
Gavilán Cola de Tijera	<i>Elanoides forficatus</i> (Linneo, 1758)	STKI	T	T	
Gavilán Caracolero	<i>Rostrhamus sociabilis</i> Vieillot, 1817	SNKI	RP	A	
Gavilán Sabanero	<i>Circus hudsonius</i> Linneo, 1766	NOHA	RI	T	
Gavilancito	<i>Accipiter striatus</i> Vieillot, 1807	SSHA	RB	T	
Gavilán Colilargo *	<i>Accipiter gundlachi</i> Lawrence, 1860	GUHA	RP	T	EN
Gavilán de Cooper	<i>Accipiter cooperi</i> (Bonaparte, 1828)	COHA	A	T	
Gavilán Batista *	<i>Buteogallus gundlachii</i> (Cabanis, 1855)	CBHA	RP	T	EN
Gavilán Bobo	<i>Buteo platypterus</i> (Vieillot, 1823)	BWHA	RB	T	
Gavilán de Monte	<i>Buteo jamaicensis</i> (Gmelin, 1788)	RTHA	RP	T	
Gavilán de Swainson	<i>Buteo swainsoni</i> Bonaparte, 1838	SWHA	A	T	
Gavilán de Cola Corta	<i>Buteo brachyurus</i> Vieillot, 1816	STHA	A	T	
Gavilán de Mississippi	<i>Ictinia mississippiensis</i> (Wilson, 1811)	MIKI	T	T	
Águila Calva	<i>Haliaeetus leucocephalus</i> (Linneo, 1766)	BAEA	RI	T	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Familia Pandionidae					
Guincho	<i>Pandion haliaetus</i> (Linneo, 1758)	OSPR	RB	A	
ORDEN Falconiformes: Familia Falconidae					
Caraira	<i>Caracara cheriway</i> (Jacquin, 1784)	CRCA	RP	T	
Cernícalo	<i>Falco sparverius</i> Linneo, 1758	AMKE	RB	T	
Halconcito de Palomas	<i>Falco columbarius</i> Linneo, 1758	MERL	RI	T	
Halcón de Patos	<i>Falco peregrinus</i> Tunstall, 1771	PEFA	RI	T	
ORDEN Cathartiformes: Familia Cathartidae					
Zopilote	<i>Coragyps atratus</i> (Bechstein, 1793)	BLVU	A	T	
Aura Tiñosa	<i>Cathartes aura</i> (Linneo, 1758)	TUVU	RP	T	
ORDEN Gruiformes: Familia Rallidae					
Gallinuelita Prieta	<i>Laterallus jamaicensis</i> (Gmelin, 1789)	BLRA	RI	A	
Gallinuela de Manglar	<i>Rallus crepitans</i> Gmelin, 1789	CLRA	RP	A	
Gallinuela de Agua Dulce	<i>Rallus elegans</i> Audubon, 1834	KIRA	RP	A	
Gallinuela de Virginia	<i>Rallus limicola</i> Vieillot, 1819	VIRA	T	A	
Gallinuela Oscura	<i>Porzana carolina</i> (Linneo, 1758)	SORA	RI	A	
Gallinuelita	<i>Hapalocrex flaviventer</i> (Boddaert, 1783)	YBCR	RP	A	
Gallinuela de Santo Tomas *	<i>Cyanolimnas cerverai</i> Barbour & Peters, 1927	ZARA	RP	A	CR
Gallinuela Escribano	<i>Pardirallus maculatus</i> (Boddaert, 1783)	SPRA	RP	A	
Gallareta Azul	<i>Porphyrio martinicus</i> (Linneo, 1766)	PUGA	RP	A	
Gallareta de Pico Rojo	<i>Gallinula galeata</i> (Lichtenstein, 1818)	COMO	RP	A	
Gallareta de Pico Blanco	<i>Fulica americana</i> Gmelin, 1789	AMCO	RB	A	
Familia Aramidae					
Guareao	<i>Aramus guarauna</i> (Linneo, 1766)	LIMP	RP	A	
Familia Gruidae					
Grulla	<i>Antigone canadensis</i> (Linneo, 1758)	SACR	RP	T	VU
ORDEN Charadriiformes: Familia Charadriidae					
Pluvial Cabezón	<i>Pluvialis squatarola</i> (Linneo, 1758)	BBPL	RI	A	
Pluvial Dorado	<i>Pluvialis dominica</i> (Müller, 1776)	LEGP	RI	A	
Frailecillo Blanco	<i>Charadrius nivosus</i> (Cassin, 1858)	SNPL	RB	A	VU
Títore Playero	<i>Charadrius wilsonia</i> Ord, 1814	WIPL	RP	A	
Frailecillo Semipalmeado	<i>Charadrius semipalmatus</i> Bonaparte, 1825	SEPL	RI	A	
Frailecillo Silbador	<i>Charadrius melodus</i> Ord, 1824	PIPL	RI	A	VU
Títore Sabanero	<i>Charadrius vociferus</i> Linneo, 1758	KILL	RP	T	
Familia Haematopodidae					
Ostrero	<i>Haematopus palliatus</i> Temminck, 1820	AMOY	A	A	
Familia Recurvirostridae					
Cachiporra	<i>Himantopus mexicanus</i> (Müller, 1776)	BNST	RP	A	
Avoceta	<i>Recurvirostra americana</i> Gmelin, 1789	AMAV	RI	A	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Familia Jacanidae					
Gallito de Río	<i>Jacana spinosa</i> (Linneo, 1758)	NOJA	RP		A
Familia Scolopacidae					
Zarapico Patiamarillo Grande	<i>Tringa melanoleuca</i> (Gmelin, 1789)	GRYE	RI		A
Zarapico Patiamarillo Chico	<i>Tringa flavipes</i> (Gmelin, 1789)	LEYE	RI		A
Zarapico Solitario	<i>Tringa solitaria</i> Wilson, 1813	SOSA	RI		A
Zarapico Real	<i>Tringa semipalmata</i> (Gmelin, 1789)	WILL	RP		A
Zarapico Manchado	<i>Actitis macularius</i> (Linneo, 1766)	SPSA	RI		A
Ganga	<i>Bartramia longicauda</i> (Bechstein, 1812)	UPSA	T		A
Zarapico Grande	<i>Numenius phaeopus</i> (Linneo, 1758)	WHIM	RI		A
Zarapico de Pico Largo	<i>Numenius americanus</i> Bechstein, 1812	LBCU	T		A
Avoceta Pechirrojo	<i>Limosa haemastica</i> (Linneo, 1758)	HUGO	T		A
Avoceta Carmelita	<i>Limosa fedoa</i> (Linneo, 1758)	MAGO	T		A
Revuepiedras	<i>Arenaria interpres</i> (Linneo, 1758)	RUTU	RI		A
Zarapico de Pecho Rojo	<i>Calidris canutus</i> (Linneo, 1758)	REKN	T		A
Zarapico Blanco	<i>Calidris alba</i> (Pallas, 1764)	SAND	RI		A
Zarapico Semipalmeado	<i>Calidris pusilla</i> (Linneo, 1766)	SESA	RI		A
Zarapico Chico	<i>Calidris mauri</i> (Cabanis, 1857)	WESA	RI		A
Zarapiquito	<i>Calidris minutilla</i> (Vieillot, 1819)	LESA	RI		A
Zarapico de Rabadilla Blanca	<i>Calidris fuscicollis</i> (Vieillot, 1819)	WRSA	T		A
Zarapico Moteado	<i>Calidris melanotos</i> (Vieillot, 1819)	PESA	T		A
Zarapico Gris	<i>Calidris alpina</i> (Linneo, 1758)	DUNL	T		A
Zarapico Patilargo	<i>Calidris himantopus</i> (Bonaparte, 1826)	STSA	T		A
Zarapico Piquicorto	<i>Calidris subruficollis</i> (Vieillot, 1819)	BBSA	T		A
Combatiente	<i>Calidris pugnax</i> (Linneo, 1758)	RUFF	A		A
Zarapico Becasina	<i>Limnodromus griseus</i> (Gmelin, 1789)	SBDO	RI		A
Zarapico Becasina de Pico Largo	<i>Limnodromus scolopaceus</i> (Say, 1823)	LBDO	RI		A
Becasina	<i>Gallinago delicata</i> (Ord, 1825)	COSN	RI		A
Zarapico de Wilson	<i>Phalaropus tricolor</i> (Vieillot, 1819)	WIPH	A		A
Zarapico Nadador Rojo	<i>Phalaropus lobatus</i> (Linneo, 1758)	RNPH	A		A
Zarapico Nadador	<i>Phalaropus fulicarius</i> (Linneo, 1758)	REPH	A		A
Familia Stercorariidae					
Estercorario Pomarino	<i>Stercorarius pomarinus</i> (Temminck, 1815)	POJA	RI		A
Estercorario Parasitico	<i>Stercorarius parasiticus</i> (Linneo, 1758)	PAJA	T		A
Estercorario Rabero	<i>Stercorarius longicaudus</i> (Vieillot, 1819)	LTJA	A		A
Skua del Polo Sur	<i>Stercorarius maccormicki</i> Saunders, H, 1893	SPSK	A		A
Familia Laridae					
Galleguito	<i>Leucophaeus atricilla</i> (Linneo, 1758)	LAGU	RB		A
Galleguito de Franklin	<i>Leucophaeus pipixcan</i> (Wagler, 1831)	FRGU	A		A

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Galleguito Raro	<i>Chroicocephalus ridibundus</i> (Linneo, 1766)	CBHG	A	A	
Galleguito Chico	<i>Chroicocephalus philadelphia</i> (Ord, 1815)	BOGU	T	A	
Gallego Real	<i>Larus delawarensis</i> Ord, 1815	RBGU	RI	A	
Gallego	<i>Larus argentatus</i> Pontoppidan, 1763	HERG	RI	A	
Gallegon	<i>Larus marinus</i> Linneo, 1758	GBBG	A	A	
Gallego de Espalda Negra	<i>Larus fuscus</i> Linneo, 1758	LBGG	RI	A	
Gallego Patinegro	<i>Rissa tridactyla</i> (Linneo, 1758)	BLKI	T	A	
Gaviota de Pico Corto	<i>Gelochelidon nilotica</i> (Gmelin, 1789)	GBTE	T	A	
Gaviota Real Grande	<i>Hydroprogne caspia</i> (Pallas, 1770)	CATE	RI	A	
Gaviota Real	<i>Thalasseus maximus</i> (Boddaert, 1783)	ROYT	RB	A	
Gaviota Pico Negro Pta. Amarilla	<i>Thalasseus sandvicensis</i> (Latham, 1787)	SATE	RP	A	
Gaviota Rosada	<i>Sterna dougallii</i> Montagu, 1813	ROST	RV	A	VU
Gaviota Común	<i>Sterna hirundo</i> Linneo, 1758	COTE	RI	A	
Gaviota Ártica	<i>Sterna paradisaea</i> Pontoppidan, 1763	ARTE	A	A	
Gaviota de Forster	<i>Sterna forsteri</i> Nuttall, 1834	FOTE	A	A	
Gaviotica	<i>Sternula antillarum</i> Lesson, 1847	LETE	RP	A	
Gaviota Monja	<i>Onychoprion anaethetus</i> (Scopoli, 1786)	BRTE	RP	A	
Gaviota Monja Prieta	<i>Onychoprion fuscatus</i> (Linneo, 1766)	SOTE	RP	A	
Gaviota Prieta	<i>Chlidonias niger</i> (Linneo, 1758)	BLTE	T	A	
Gaviota Boba	<i>Anous stolidus</i> (Linneo, 1758)	BRNO	RP	A	
Gaviota Pico de Tijera	<i>Rynchops niger</i> Linneo, 1758	BLSK	RI	A	
Galleguito de Cola Ahorquillada	<i>Xema sabini</i> (Sabine, 1819)	SAGU	T	A	
Gaviota de Pico Amarillo	<i>Phaetusa simplex</i> (Gmelin, 1789)	LBTE	A	A	
Familia Alcidae					
Pingüinito	<i>Alle alle</i> (Linneo, 1758)	DOVE	A	A	
ORDEN Columbiformes: Familia Columbidae					
Paloma Doméstica	<i>Columba livia</i> Gmelin, 1789	ROPI	I	T	
Torcaza Cuellimorada	<i>Patagioenas squamosa</i> (Bonnaterre, 1792)	SNPI	RP	T	
Torcaza Cabeciblanca	<i>Patagioenas leucocephala</i> (Linneo, 1758)	WCPI	RB	T	VU
Torcaza Boba	<i>Patagioenas inornata</i> (Vigors, 1827)	PLPI	RP	T	VU
Tórtola	<i>Streptopelia decaocto</i> (Frisvoldszky, 1838)	ECDO	I	T	
Paloma Aliblanca	<i>Zenaida asiatica</i> (Linneo, 1758)	WWDO	RP	T	
Guanaro	<i>Zenaida aurita</i> (Temminck, 1809)	ZEND	RP	T	
Paloma Rabiche	<i>Zenaida macroura</i> (Linneo, 1758)	MODO	RB	T	
Tojosa	<i>Columbina passerina</i> (Linneo, 1758)	COGD	RP	T	
Barbiquejo	<i>Geotrygon chrysis</i> Salvadori, 1893	KWQD	RP	T	
Camao *	<i>Geotrygon caniceps</i> (Gundlach, 1852)	GHQD	RP	T	VU
Boyero	<i>Geotrygon montana</i> (Linneo, 1758)	RUQD	RP	T	
Paloma Perdiz *	<i>Starnoenas cyanocephala</i> (Linneo, 1758)	BHQD	RP	T	EN

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
ORDEN Psittaciformes: Familia Psittacidae					
Catey *	<i>Psittacara euops</i> (Wagler, 1832)	CUPK	RP	T	EN
Cotorra	<i>Amazona leucocephala</i> (Linneo, 1758)	CUPA	RP	T	VU
Guacamayo Rojo y Azul	<i>Ara chloropterus</i> Gray, GR, 1859	RAGM	I	T	
Guacamayo Azul y Amarillo	<i>Ara ararauna</i> (Linneo, 1758)	BAYM	I	T	
Guacamayo Rojo	<i>Ara macao</i> (Linneo, 1758)	SCMA	I	T	
ORDEN Cuculiformes: Familia Cuculidae					
Primavera de Pico Negro	<i>Coccyzus erythrophthalmus</i> (Wilson, 1811)	BBCU	T	T	
Primavera	<i>Coccyzus americanus</i> Linneo, 1758	YBCU	RV	T	
Arrierito	<i>Coccyzus minor</i> (Gmelin, 1788)	MACU	RI	T	
Arriero	<i>Coccyzus merlini</i> (d'Orbigny, 1839)	GLCU	RP	T	
Judío	<i>Crotophaga ani</i> Linneo, 1758	SBAN	RP	T	
ORDEN Strigiformes: Familia Tytonidae					
Lechuza	<i>Tyto alba</i> (Scopoli, 1769)	COBO	RP	T	
Familia Strigidae					
Sijú Cotunto *	<i>Margarobyas lawrencii</i> (Sclater & Salvin, 1868)	BLOW	RP	T	
Sijú Platanero *	<i>Glaucidium siju</i> (d'Orbigny, 1839)	CUPO	RP	T	
Sijú de Sabana	<i>Athene cucularia</i> (Molina, 1782)	BUOW	RB	T	
Siguapa	<i>Asio stygius</i> (Wagler, 1832)	STOW	RP	T	
Cárabo	<i>Asio flammeus</i> (Pontoppidan, 1763)	SEOW	RI	T	
Buho	<i>Asio otus</i> (Linneo, 1758)	LEOW	A	T	
ORDEN Caprimulgiformes: Familia Caprimulgidae					
Querequeté Americano	<i>Chordeiles minor</i> (Forster, 1771)	CONI	T	T	
Querequeté	<i>Chordeiles gundlachii</i> Lawrence, 1856	ANNI	RV	T	
Guabairo Americano	<i>Antrostomus carolinensis</i> (Gmelin, 1789)	CWWI	RI	T	
Guabairo *	<i>Antrostomus cubanensis</i> Lawrence, 1860	GANI	RP	T	
Guabairo Chico	<i>Antrostomus vociferus</i> (Wilson, 1812)	WPWI	A	T	
ORDEN Nyctibiiformes: Familia Nyctibiidae					
Potoo	<i>Nyctibius jamaicensis</i> (Gmelin, 1789)	NORP	A	T	
ORDEN Apodiformes: Familia Apodidae					
Vencejo Negro	<i>Cypseloides niger</i> (Gmelin, 1789)	BLSW	RP	T	
Vencejo de Collar	<i>Streptoprocne zonaris</i> (Shaw, 1796)	WCSW	RP	T	
Vencejo de Chimenea	<i>Chaetura pelagica</i> (Linneo, 1758)	CHSW	T	T	
Vencejito de Palma	<i>Tachornis phoenicobia</i> Gosse, 1847	APSW	RP	T	
Familia Trochilidae					
Zunzún	<i>Chlorostilbon ricardii</i> (Gervais, 1835)	CUEM	RP	T	
Colibrí	<i>Archilochus colubris</i> (Linneo, 1758)	RTHU	T	T	
Zunzuncito *	<i>Mellisuga helenae</i> (Lembeye, 1850)	BEHU	RP	T	VU
Colibrí de las Bahamas	<i>Calliphlox evelynae</i> (Bourcier, 1847)	BAWO	A	T	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
ORDEN Trogoniformes: Familia Trogonidae					
Tocoro *	<i>Priotelus temnurus</i> (Temminck, 1825)	CUTR	RP	T	
ORDEN Coraciiformes: Familia Todidae					
Cartacuba *	<i>Todus multicolor</i> Gould, 1837	CUTO	RP	T	
Familia Alcedinidae					
Martín Pescador	<i>Megaceryle alcyon</i> (Linneo, 1758)	BEKI	RI	A	
Martín Pescador Europeo	<i>Alcedo atthis</i> (Linneo, 1758)		A	A	
ORDEN Piciformes: Familia Picidae					
Carpintero Jabado	<i>Melanerpes superciliaris</i> (Temminck, 1827)	RBWO	RP	T	
Carpintero de Paso	<i>Sphyrapicus varius</i> (Linneo, 1766)	YBSA	RI	T	
Carpintero Verde *	<i>Xiphidiopicus percussus</i> (Temminck, 1826)	CGWO	RP	T	
Carpintero Escapulario	<i>Colaptes auratus</i> (Linneo, 1758)	YSFL	RP	T	
Carpintero Churroso *	<i>Colaptes fernandinae</i> Vigors, 1827	FEFL	RP	T	VU
Carpintero Real	<i>Campephilus principalis</i> (Linneo, 1758)	IBWO	RP	T	CR
ORDEN Passeriformes: Familia Tyrannidae					
Bobito de Bosque del Oeste	<i>Contopus sordidulus</i> Sclater, 1859	WEWP	T	T	
Bobito de Bosque	<i>Contopus virens</i> (Linneo, 1766)	EAWP	T	T	
Bobito Chico	<i>Contopus caribaeus</i> (d'Orbigny, 1839)	CUPE	RP	T	
Bobito Amarillo	<i>Empidonax flaviventris</i> (Baird & Baird, 1843)	YBFL	T	T	
Bobito Verde	<i>Empidonax virescens</i> (Vieillot, 1818)	ACFL	T	T	
Bobito de Traill	<i>Empidonax traillii</i> (Audubon, 1828)	WIFL	T	T	
Bobito de Alder	<i>Empidonax alnorum</i> Brewster, 1895	ALFL	T	T	
Bobito Americano	<i>Sayornis phoebe</i> (Latham, 1790)	EAPH	T	T	
Bobito de Cresta	<i>Myiarchus crinitus</i> (Linneo, 1758)	GCFL	T	T	
Bobito Grande	<i>Myiarchus sagrae</i> (Gundlach, 1852)	LASF	RP	T	
Pitirre Pechiamarillo	<i>Tyrannus melancholicus</i> Vieillot, 1819	TRKI	A	T	
Pitirre del Oeste	<i>Tyrannus verticalis</i> Say, 1823	WEKI	A	T	
Pitirre Americano	<i>Tyrannus tyrannus</i> (Linneo, 1758)	EAKI	T	T	
Pitirre Abejero	<i>Tyrannus dominicensis</i> (Gmelin, 1788)	GRAK	RV	T	
Pitirre Guatibere	<i>Tyrannus caudifasciatus</i> d'Orbigny, 1839	LOKI	RP	T	
Pitirre Real	<i>Tyrannus cubensis</i> Richmond, 1898	GIKI	RP	T	EN
Bobito de Cola de Tijera	<i>Tyrannus forficatus</i> (Gmelin, 1789)	STFL	T	T	
Bobito de Cola Ahorquillada	<i>Tyrannus savana</i> Vieillot, 1808	FTFL	A	T	
Bobito Bermellón	<i>Pyrocephalus rubinus</i> (Boddaert, 1783)	VEFL	A	T	
Familia Hirundinidae					
Golondrina Azul Americana	<i>Progne subis</i> (Linneo, 1758)	PUMA	RI	T	
Golondrina Azul	<i>Progne cryptoleuca</i> Baird, 1865	CUMA	RV	T	
Golondrina de Arboles	<i>Tachycineta bicolor</i> (Vieillot, 1807)	TRES	RI	T	
Golondrina de Bahamas	<i>Tachycineta cyaneoviridis</i> (Bryant, 1859)	BAHS	RI	T	
Golondrina Parda	<i>Stelgidopteryx serripennis</i> (Audubon, 1838)	NRWS	T	T	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Golondrina de los Farallones	<i>Riparia riparia</i> (Linneo, 1758)	BANS	T	T	
Golondrina de Cuevas Americana	<i>Petrochelidon pyrrhonota</i> (Vieillot, 1817)	CLSW	T	T	
Golondrina de Cuevas	<i>Petrochelidon fulva</i> (Vieillot, 1807)	CASW	RV	T	
Golondrina Cola de Tijera	<i>Hirundo rustica</i> Linneo, 1758	BARS	T	T	
Familia Corvidae					
Cao Pinalero	<i>Corvus palmarum</i> Württemberg, 1835	PACR	RP	T	EN
Cao Montero	<i>Corvus nasicus</i> Temminck, 1826	CUCR	RP	T	
Cuervo de la India	<i>Corvus splendens</i> Vieillot, 1817		A	T	
Familia Troglodytidae					
Fermina *	<i>Ferminia cerverai</i> Barbour, 1926	ZAWR	RP	T	EN
Troglodita Americano	<i>Troglodytes aedon</i> Vieillot, 1807	HOWR	A	T	
Troglodita de Ciénaga	<i>Cistothorus palustris</i> (Wilson, 1810)	MAWR	A	T	
Familia Regulidae					
Reyezuelo	<i>Regulus calendula</i> (Linneo, 1766)	RCKI	A	T	
Familia Sylviidae					
Curruca Capirotada	<i>Sylvia atricapilla</i> (Linneo, 1758)		A	T	
Familia Polioptilidae					
Rabuita	<i>Polioptila caerulea</i> (Linneo, 1766)	BGGN	RI	T	
Sinsontillo *	<i>Polioptila lembeyei</i> (Gundlach, 1858)	CUGN	RP	T	
Familia Turdidae					
Azulejo Pechirrojo	<i>Sialia sialis</i> (Linneo, 1758)	EABL	RI	T	
Ruisenor *	<i>Myadestes elisabeth</i> (Lembeye, 1850)	CUSO	RP	T	VU
Tordo Colorado	<i>Catharus fuscescens</i> (Stephens, 1817)	VEER	T	T	
Tordo de Mejillas Grises	<i>Catharus minimus</i> (Lafresnaye, 1848)	GCTH	T	T	
Tordo de Bicknelli	<i>Catharus bicknelli</i> (Ridgway, 1882)	BITH	RI	T	EN
Tordo de Espalda Olivada	<i>Catharus ustulatus</i> (Nuttall, 1840)	SWTH	T	T	
Tordo de Cola Colorada	<i>Catharus guttatus</i> (Pallas, 1811)	HETH	A	T	
Tordo Pecoso	<i>Hylocichla mustelina</i> (Gmelin, 1789)	WOTH	T	T	
Zorzal Migratorio	<i>Turdus migratorius</i> Linneo, 1766	AMKO	T	T	
Zorzal Real	<i>Turdus plumbeus</i> Linneo, 1758	RLTH	RP	T	
Familia Muscicapidae					
Tordo Ártico	<i>Oenanthe oenanthe</i> (Linneo, 1758)	NOWH	A	T	
Familia Mimidae					
Zorzal Gato	<i>Dumetella carolinensis</i> (Linneo, 1766)	GRCA	RI	T	
Sinsonte	<i>Mimus polyglottos</i> (Linneo, 1758)	NOMO	RP	T	
Sinsonte Prieto	<i>Mimus gundlachi</i> Cabanis, 1855	BAMO	RP	T	
Sinsonte Colorado	<i>Toxostoma rufum</i> (Linneo, 1758)	BRTH	T	T	
Familia Bombycillidae					
Picotero del Cedro	<i>Bombycilla cedrorum</i> Vieillot, 1807	CEDW	RI	T	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Familia Sturnidae					
Estornino	<i>Sturnus vulgaris</i> Linneo, 1758	EUST	A	T	
Familia Vireonidae					
Vireo de Ojo Blanco	<i>Vireo griseus</i> (Boddaert, 1783)	WEVI	RI	T	
Vireo de Las Bahamas	<i>Vireo crassirostris</i> (Bryant, 1859)	TBVI	RI	T	VU
Juan Chivi *	<i>Vireo gundlachii</i> Lembeye, 1850	CUVI	RP	T	
Verdón de Cabeza Azul	<i>Vireo solitarius</i> (Wilson, 1810)	SOVI	T	T	
Verdón de Pecho Amarillo	<i>Vireo flavifrons</i> Vieillot, 1807	YTVI	RI	T	
Vireo Cantor	<i>Vireo gilvus</i> (Vieillot, 1807)	WAVI	T	T	
Vireo de Filadelfia	<i>Vireo philadelphicus</i> (Cassin, 1851)	PHVI	T	T	
Vireo de Ojo Rojo	<i>Vireo olivaceus</i> (Linneo, 1766)	REVI	T	T	
Bien Te Veo	<i>Vireo altiloquus</i> (Vieillot, 1807)	BWVI	RV	T	
Familia Parulidae					
Bijirita de Bachman	<i>Vermivora bachmanii</i> (Audubon, 1833)	BAWA	RI	T	
Bijirita de Alas Azules	<i>Vermivora cyanoptera</i> (Linneo, 1766)	BWWA	RI	T	
Bijirita de Alas Doradas	<i>Vermivora chrysoptera</i> (Linneo, 1766)	GWWA	T	T	
Bijirita de Tennessee	<i>Oreothlypis peregrina</i> (Wilson, 1811)	TEWA	T	T	
Bijirita de Coronilla Anaranjada	<i>Oreothlypis celata</i> (Say, 1823)	OCWA	T	T	
Bijirita de Nashville	<i>Oreothlypis ruficapilla</i> (Wilson, 1811)	NAWA	A	T	
Bijirita de Virginia	<i>Oreothlypis virginiae</i> (Baird, 1860)	VIWA	A	T	
Bijirita Chica	<i>Setophaga americana</i> (Linneo, 1758)	NOPA	RI	T	
Canario de Manglar	<i>Setophaga petechia</i> (Linneo, 1766)	YWAR	RB	T	
Bijirita de Costados Castaños	<i>Setophaga pensylvanica</i> (Linneo, 1766)	CSWA	T	T	
Bijirita Magnolia	<i>Setophaga magnolia</i> (Wilson, 1811)	MAWA	RI	T	
Bijirita Atigrada	<i>Setophaga tigrina</i> (Gmelin, 1789)	CMWA	RI	T	
Bijirita Azul de Garganta Negra	<i>Setophaga caerulescens</i> (Gmelin, 1789)	BTBW	RI	T	
Bijirita Coronada	<i>Setophaga coronata</i> (Linneo, 1766)	MYWA	RI	T	
Bijirita Gris de Garganta Negra	<i>Setophaga nigrescens</i> (Townsend, 1837)	BTYW	A	T	
Bijirita de Garganta Negra	<i>Setophaga virens</i> (Gmelin, 1789)	BTNW	RI	T	
Bijirita Blackburniana	<i>Setophaga fusca</i> (Müller, 1776)	BLBW	T	T	
Bijirita de Garganta Amarilla	<i>Setophaga dominica</i> (Linneo, 1766)	YTWA	RI	T	
Bijirita del Pinar	<i>Setophaga pityophila</i> (Gundlach, 1855)	OLCW	RP	T	VU
Bijirita de Pinos	<i>Setophaga pinus</i> (Linneo, 1766)	PIWA	T	T	
Mariposa Galana	<i>Setophaga discolor</i> (Vieillot, 1809)	PRAW	RI	T	
Bijirita Común	<i>Setophaga palmarum</i> (Gmelin, 1789)	WPWA	RI	T	
Bijirita Castaña	<i>Setophaga castanea</i> (Wilson, 1810)	BBWA	T	T	
Bijirita de Cabeza Negra	<i>Setophaga striata</i> (Forster, 1772)	BLPW	T	T	
Bijirita Azulosa	<i>Setophaga cerulea</i> (Wilson, 1810)	CERW	T	T	
Candelita	<i>Setophaga ruticilla</i> (Linneo, 1758)	AMRE	RI	T	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Monjita	<i>Setophaga citrina</i> (Boddaert, 1783)	HOWA	RI	T	
Bijirita de Kirtland	<i>Setophaga kirtlandii</i> (Baird, 1852)	KIWA	A	T	
Bijirita de Townsend	<i>Setophaga townsendi</i> (Townsend, 1837)	TOWA	A	T	
Bijirita Trepadora	<i>Mniotilta varia</i> (Linneo, 1766)	BAWW	RI	T	
Bijirita Protonotaria	<i>Protonotaria citrea</i> (Boddaert, 1783)	PROW	T	T	
Bijirita Gusanera	<i>Helmitheros vermivorum</i> (Gmelin, 1789)	WEWA	RI	T	
Bijirita de Swainson	<i>Limnothlypis swainsonii</i> (Audubon, 1834)	SWWA	RI	T	
Señorita de Monte	<i>Seiurus aurocapilla</i> (Linneo, 1766)	OVEN	RI	T	
Señorita de Manglar	<i>Parkesia noveboracensis</i> (Gmelin, 1789)	NOWA	RI	T	
Señorita de Río	<i>Parkesia motacilla</i> (Vieillot, 1809)	LOWA	RI	T	
Bijirita de Connecticut	<i>Oporornis agilis</i> (Wilson, 1812)	CONW	A	T	
Bijirita de Kentucky	<i>Geothlypis formosa</i> (Wilson, 1811)	KEWA	T	T	
Bijirita de Cabeza Morada	<i>Geothlypis philadelphia</i> (Wilson, 1810)	MOWA	A	T	
Caretica	<i>Geothlypis trichas</i> (Linneo, 1766)	COYE	RI	T	
Bijirita de Wilson	<i>Cardellina pusilla</i> (Wilson, 1811)	WIWA	T	T	
Bijirita del Canadá	<i>Cardellina canadensis</i> (Linneo, 1766)	CAWA	T	T	
Bijirita Grande	<i>Icteria virens</i> (Linneo, 1758)	YBCH	A	T	
Familia Teretistridae					
Chillina *	<i>Teretistris fernandinae</i> (Lembeye, 1850)	YHWA	RP	T	
Pechero *	<i>Teretistris fornsi</i> Gundlach, 1858	ORWA	RP	T	
Familia Spindalidae					
Cabrero	<i>Spindalis zena</i> (Linneo, 1758)	SHTA	RP	T	
Familia Thraupidae					
Reinita	<i>Coereba flaveola</i> (Linneo, 1758)	BANA	T	T	
Aparecido de San Diego	<i>Cyanerpes cyaneus</i> (Linneo, 1766)	RLHO	RP	T	
Tomeguín del Pinar *	<i>Tiaris canorus</i> (Gmelin, 1789)	CUGR	RP	T	
Tomeguín de La Tierra	<i>Tiaris olivaceus</i> (Linneo, 1766)	YFGR	RP	T	
Tomeguín Prieto	<i>Tiaris bicolor</i> (Linneo, 1766)	BFGR	RP	T	
Negrilo	<i>Melopyrrha nigra</i> (Linneo, 1758)	CUBU	RP	T	
Gorrión Azafrán	<i>Sicalis flaveola</i> (Linneo, 1766)	SAFI	A	T	
Arrocero Negrilo	<i>Volatinia jacarina</i> (Linneo, 1766)	BGRA	A	T	
Familia Cardinalidae					
Cardenal Rojo	<i>Piranga rubra</i> (Linneo, 1758)	SUTA	RI	T	
Cardenal de Alas Negras	<i>Piranga olivacea</i> (Gmelin, 1789)	SCTA	T	T	
Cardenal del Oeste	<i>Piranga ludoviciana</i> (Wilson, 1811)	WETA	A	T	
Degollado	<i>Pheucticus ludovicianus</i> (Linneo, 1766)	RBGR	RI	T	
Azulejón	<i>Passerina caerulea</i> (Linneo, 1758)	BLGR	T	T	
Mariposa Azul	<i>Passerina amoena</i> (Say, 1823)	LAZB	A	T	
Azulejo	<i>Passerina cyanea</i> (Linneo, 1766)	INBU	RI	T	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Mariposa	<i>Passerina ciris</i> (Linneo, 1758)	PABU	RI	T	VU
Gorrion de Pecho Negro	<i>Spiza americana</i> (Gmelin, 1789)	DICK	T	T	
Junco Ojoscuro	<i>Junco hyemalis</i> (Linneo, 1758)	DEJU			
Familia Passerellidae					
Gorrion de Cola Verde	<i>Pipilo chlorurus</i> (Audubon, 1839)	GTTO	A	T	
Cabrerito de la Ciénaga *	<i>Torreornis inexpectata</i> Barbour & Peters, 1927	ZASP	RP	T	EN
Gorrion de Cabeza Carmelita	<i>Spizella passerina</i> (Bechstein, 1798)	CHSP	A	T	
Gorrion Colorado	<i>Spizella pallida</i> (Swainson, 1832)	CCSP	T	T	
Gorrion De Unas Largas	<i>Chondestes grammacus</i> (Say, 1823)	LASP	A	T	
Gorrion De Sabana	<i>Passerculus sandwichensis</i> (Gmelin, 1789)	SAVS	RI	T	
Chamberguito	<i>Ammodramus savannarum</i> (Gmelin, 1789)	GRSP	RI	T	
Gorrion de Lincoln	<i>Melospiza lincolni</i> (Audubon, 1834)	LISP	T	T	
Gorrion de Coronilla Blanca	<i>Zonotrichia leucophrys</i> (Forster, 1772)	WCSP	RI	T	
Junco Ojoscuro	<i>Junco hyemalis</i> (Linneo, 1758)	DEJU	A	T	
Familia Icteridae					
Chambergo	<i>Dolichonyx oryzivorus</i> (Linneo, 1758)	BOBO	T	T	
Mayito de Ciénaga *	<i>Agelaius assimilis</i> Lembeye, 1850	RWBL	RP	T	VU
Mayito	<i>Agelaius humeralis</i> (Vigors, 1827)	TSBL	RP	T	
Sabanero	<i>Sturnella magna</i> (Linneo, 1758)	EAME	RP	T	
Mayito de Cabeza Amarilla	<i>Xanthocephalus xanthocephalus</i> (Bonaparte, 1826)	YHBL	A	T	
Toti *	<i>Ptiloxena atroviolacea</i> (d'Orbigny, 1839)	CUBL	RP	T	
Toti Pardo	<i>Euphagus carolinus</i> (Müller, 1776)	RUBL	A	T	
Chichinguaco	<i>Quiscalus niger</i> (Boddaert, 1783)	GAGR	RP	T	
Pájaro Vaquero	<i>Molothrus bonariensis</i> (Gmelin, 1789)	SHCO	RP	T	
Toti Americano	<i>Molothrus ater</i> (Boddaert, 1783)	BHCO	A	T	
Solibio *	<i>Icterus melanopsis</i> (Wagler, 1829)	BCOR	RP	T	
Turpial de Huertos	<i>Icterus spurius</i> (Linneo, 1766)	OROR	T	T	
Turpial de Garganta Negra	<i>Icterus cucullatus</i> Swainson, 1827	HOOR	A	T	
Turpial	<i>Icterus galbula</i> (Linneo, 1758)	BAOR	T	T	
Turpial de Cola Amarilla	<i>Icterus mesomelas</i> (Wagler, 1829)	YTOR	A	T	
Turpial de Altamira	<i>Icterus gularis</i> (Wagler, 1829)	ALOR	A	T	
Familia Motacillidae					
Bisbita Norteamericano	<i>Anthus rubescens</i> (Tunstall, 1771)	AMPI	A	T	
Familia Fringillidae					
Gorrion Amarillo	<i>Spinus tristis</i> (Linneo, 1758)	AMGO	A	T	
Familia Passeridae					
Gorrion	<i>Passer domesticus</i> (Linneo, 1758)		I	T	

Anexo 20.1 (continuación). Lista de las especies de aves registradas para el archipiélago cubano.

Nombre común	Nombre científico	COD	EP	H	A
Familia Estrildidae					
Gorrión Canela	<i>Lonchura punctulata</i> (Linneo, 1758)	NUMA	I	T	
Monjita Tricolor	<i>Lonchura malacca</i> (Linneo, 1766)	CHMA	I	T	
Monjita Castaña	<i>Lonchura atricapilla</i> (Vieillot, 1807)	CHMU	I	T	
Familia Calcariidae					
Escribano Lapón	<i>Calcarius lapponicus</i> (Linneo, 1758)	LALO	A	T	



Toco-ro-ro (*Priotelus temnurus*)