

Año 3

Nº 28

ISSN 2307-0560

¡Y AHORA, DESDE PATAGONIA!



BIOMA

La naturaleza en tus manos

Editor general:

Ing. Carlos Estrada Faggioli

Coordinación general de contenido:

Ing. Carlos Estrada Faggioli., El Salvador.

Coordinación de contenido en el exterior:

Bióloga Andrea Castro, Colombia.

Bióloga Jareth Román Heracleo, México.

Bióloga Rosa María Estrada H., Panamá.

Corrección de estilo:

Lic. Rudy Anthony Ramos Sosa.

Bióloga Jareth Román Heracleo.

Maquetación:

Yesica M. Guardado

Carlos Estrada Faggioli

Soporte digital:

Carlos Estrada Faggioli

Saúl Vega

El Salvador, febrero 2015.



Portada: BIOMA desde Patagonia.

Locación: Patagonia, Argentina.

Fotografía: Lilia Acevey



Open Access



Toda comunicación dirígila a:

edicionbioma@gmail.com

Páginas Web de BIOMA:

<http://virtual.ues.edu.sv/BIOMA>

<https://edicionbioma.wordpress.com>



La naturaleza en tus manos

Comité editorial

Ing. Carlos Estrada Faggioli, El Salvador.

Consultor y Director del Proyecto BIOMA.

M.Sc. José Miguel Sermeño Chicas, El Salvador.

Profesor de Entomología, Jefe Dirección de Investigación,
Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador

Bióloga Rosa María Estrada H., Panamá.

Programa Centroamericano de Maestría en Entomología,
Universidad de Panamá.

Yesica Maritza Guardado, El Salvador.

Fotógrafa, Editora Digital.
Estudiante de Periodismo Universidad de El Salvador.

Lic. Rudy Anthony Ramos Sosa, El Salvador.

Técnico Laboratorista en el Laboratorio de Investigación y Diagnóstico de
la Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador.

Bióloga Andrea Castro, Colombia.

Investigadora grupo Biodiversidad de Alta Montaña BAM

Bióloga Jareth Román Heracleo, México.

Consultora independiente Taxonomía de macroinvertebrados Acuáticos

Ph.D. Víctor Carmona, USA.

Profesor de Ecología
Departamento de Biología, Loyola Marymount University

M.Sc. José Linares, Honduras

Profesor Titular II, Departamento de Biología CURLA - UNAH. Honduras.

Ing. Agrónomo Leopoldo Serrano Cervantes, El Salvador.

Jefe del Departamento de Protección Vegetal Facultad de Ciencias
Agronómicas, Universidad de El Salvador

Ph.D. Vianney Castañeda de Abrego, El Salvador.

Coordinadora Nacional del Proyecto Chagas, CENSALUD,
Universidad de El Salvador

Editorial

En muchas ocasiones hemos solicitado ayuda para el proyecto BIOMA, muchas voces se hacen sentir preguntando ¿cómo? Se les contesta y ahí acaba la comunicación, es triste, proyectos como este donde muchos hacemos voluntariado son vistos de menos comparándolos con esos programas de pseudo-ciencia que pasa la televisión, esperando quizá que hagamos lo mismo, que nos desnudemos para ir a hacer la recolecta de especímenes o que editemos la revista y hagamos un reality show bajero donde salgamos dando lástima y con todo el morbo del mundo ganemos adeptos.

No creo que lo hagamos, las personas que están detrás de BIOMA son personas serias, comprometidas con la ciencia, no con la cámara, no con el dinero, no les gusta el protagonismo, les gusta su trabajo, respetan lo que hacen, pero eso no da rating, ni da premios. En El Salvador por ejemplo se premia con primeros lugares a proyectos que jamás han sido realizados, solo teorizados, por cuestiones políticas, por cuestiones de quedar bien o hacer crecer el nombre de alguien. Es triste, pero es más triste cuando lo que realmente tiene valor como este proyecto, se ve atacado porque no sigue los lineamientos políticos o de necesidades personales de alguien, esas campañas de desprestigio, esas campañas de rumores es lo único que les queda cuando no son capaces de llevar a cabo nada, criticar es fácil, apropiarse del trabajo de otros lo es también.

La solicitud a estas personas de mi parte como editor es que si la revista BIOMA les molesta, no la lean, pero que tampoco se expresen mal de proyectos como este que ha sentado cátedra en EL Salvador, no por mí, como editor, sino por respeto a los que desde el anonimato han hecho posible este proyecto. Una pregunta: si el proyecto es tan malo, por qué lo quieren copiar, por qué hablan con nuestros apoyos solicitando ayuda.

Mi abuela decía: El que de la pera habla, comérsela quiere...

carlos estrada faggioli

Contenido

Conociendo a la tortuga carey (*Eretmochelys imbricata*, Linneaus 1766)
del Pacífico, Atlántico e Índico. **Página 7**

Anatomía de apéndices bucales y tracto digestivo
de la Mosca Ladrona (Diptera: Asilidae). **Página 19**

Perfil hemático y presencia de hemoparásitos en reptiles
del Parque Zoológico Nacional, El Salvador. **Página 26**

Notas de Campo de Aves que anidan en las Islas Pajaritos y San
Sebastián en el sitio Ramsar y Reserva de Biósfera: Bahía de
Jiquilisco, Usulután, El Salvador. **Página 45**

Diversidad de las mariposas diurnas (Lepidoptera, Papilionoidea y
Hesperioidea) del Parque Nacional Walter Thilo Deininger, El Salvador
Notas sobre su distribución y fenología. Primera parte. **Página 64**

El cariotipo del saltamontes andino *Trimerotropis andeana* Rehn J.A.G. 1939,
(Orthoptera: Acrididae: Oedipodinae) y sus relaciones citotaxonómicas. **Página 78**

Hablemos con el

Veterinario

Oncología veterinaria. **Página 58**

Antes de imprimir esta revista piense en el medio ambiente.
Rechace - Reduzca - Responsabilícese

*Nuestra amiga, articulista y exploradora Lilia Acevey
lleva a BIOMA hasta Patagonia, Argentina.*



Conociendo a la tortuga carey (*Eretmochelys imbricata*, Linneaus 1766) del Pacífico, Atlántico e Índico

Isis Santisteban Espíndola

CONANP, Comisión de áreas naturales protegidas, región Península de Baja California y Pacífico Norte, (DRPBCPN CONANP), Programa Tortugas marinas, Av. Constituyentes esquina Boulevard ballenas s/n, col. Fraccionamiento Fidepaz, La Paz, Baja California Sur, México, C.P. 23094, tel. 612 1284170, ext. 18107
Correo electrónico: Isis.santisteban@conanp.gob.mx

Lara-Uc Ma. Mónica

Universidad Autónoma de Baja California Sur,
Carretera al Sur Km. 5.5, Col. Mezquitito CP. 23080, Tel.
52(612)1238800 ext. 4150, La Paz, Baja California Sur México.
Correo electrónico: mlara@uabcs.mx

Mota-Rodríguez Cristina

Universidad Autónoma de Yucatán, Campus de Ciencias Biológicas y agropecuarias, Facultad de Biología, Carretera a Xmatkuil Km. 15.5 Apartado Postal núm. 116 CP 97315.
Correo electrónico: cris.26.mota@hotmail.com

Francisco Javier Camacho Romero

CONANP, Comisión de áreas naturales protegidas, región Península de Baja California y Pacífico Norte, (DRPBCPN CONANP), Programa Tortugas marinas, Av. Constituyentes esquina Boulevard ballenas s/n, col. Fraccionamiento Fidepaz, La Paz, Baja California Sur, México, C.P. 23094, tel. 612 1284170, ext. 18107
Correo electrónico: fcamacho@conanp.gob.mx

Resumen

La tortuga carey conocida por la forma de su pico, debido a esto su nombre común en inglés Hawksbill turtle, significa pico de halcón. La carey tiene el caparazón muy llamativo y para muchos autores el más hermoso, la gama de colores que se observan por sus escudos translúcidos, van desde el amarillo, ámbar, rojo, marrón y negro, que brillan a través del agua cuando los rayos del sol los ilumina. Los escudos del caparazón están imbrincados, significado de sobrepuestos, de la misma forma que las tejas de una casa para que no se filtre el agua hacia adentro. A los escudos se le conoce como pencas (hoja) con un número más o menos de trece escudos que le dan al borde posterior de su caparazón una apariencia aserrada, parecida al filo de una sierra o de un cuchillo dentado estas características las distinguen de las otras especies de tortugas marinas.

Introducción

Características generales

La tortuga carey se conoce con este nombre a lo largo de su distribución en los países de habla hispana y como Hawksbill turtle en idioma inglés, siendo así la especie que menos nombres comunes posee.

Esta especie se caracteriza por la particular forma de su caparazón que generalmente es cardiforme (en forma de corazón) aunque puede ser de forma elíptica, el borde aserrado y la superposición de los escudos (Revuelta, 2010; SEMARNAT, 2010; Limpus, 2008). Las crías no tienen los escudos imbricados, esto ocurre cuando las tortugas alcanzan un tamaño de aproximadamente 5 cm y continúa hasta que se encuentran completamente imbricados más o menos a los 15 cm de longitud (Revuelta y Tomás, 2010). El caparazón posee 5 escudos vertebrales, 4 pares de escudos laterales y más de 10 pares de escudos marginales, a diferencia de la tortuga caguama (*Caretta caretta*) (Fig. 1), el escudo nucal no tiene contacto con los escudos laterales (Revuelta, 2010; Wyneken, 2001). Otra característica distintiva es que los escudos caudales tienen una gran dureza. La coloración del caparazón de la tortuga carey es muy característica y se considera la especie con los colores más atractivos y brillantes de las tortugas marinas. Los adultos tienen un caparazón con tonos marrones y manchas radiales de tonalidades amarillas, rojizas, cafés y negras; ventralmente son de un tono amarillo pálido a blanco (CONANP, 2010; Wyneken, 2004). El plastrón tiene una coloración amarillo pálido a blanco algunas veces presenta unas manchas negras (Fig. 2).

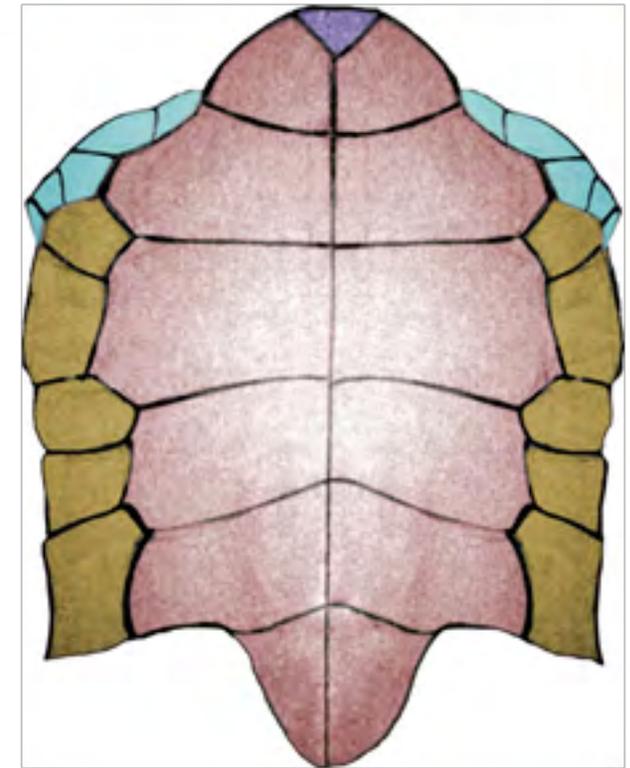


Figura 1. Caparazón de tortuga Carey, se marcan en diferentes tonalidades los tipos de escudos. Escudos vertebrales en morado-azul; los escudos costales en rojo-amarillo y escudos marginales en verde. Imagen: Cristina Mota R.

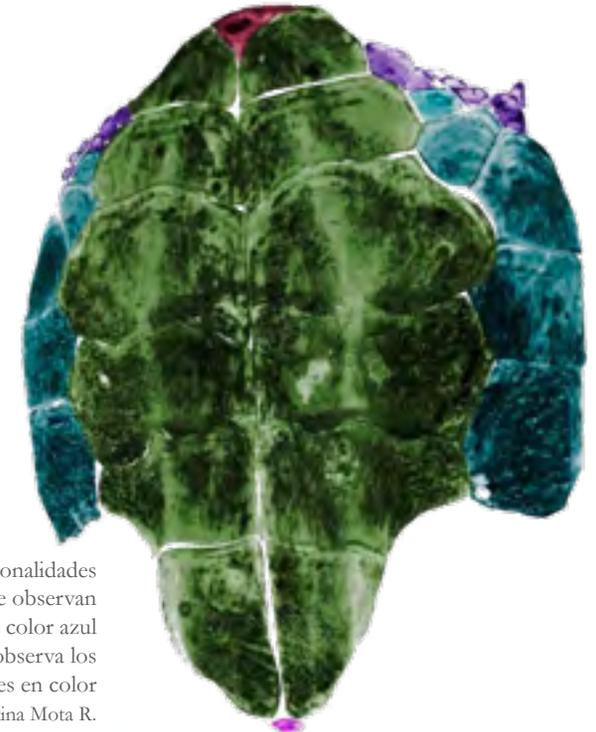


Figura 2. Plastrón de tortuga carey, se marcan en distintas tonalidades en los escudos para su diferenciación. Del lado izquierdo se observan los escudos inframarginales de color marrón, los axilares en color azul y los pectorales en color Lilia, la imagen de la derecha se observa los escudos inframarginales de color azul marino, los axilares en color violeta y los pectorales en color verde. Imagen: Cristina Mota R.

La cabeza de la tortuga carey es relativamente angosta con un máximo de 12 cm de ancho que va adelgazándose hacia la punta, a medida que las tortugas van creciendo la cabeza se alarga llegando a ser más larga que ancha en individuos adultos. Tiene tres pares de escamas postorbitales y dos pares de escamas prefrontales. El pico es muy característico de esta especie ya que se asemeja al de un ave, es córneo y liso sin bordes aserrados (Fig. 3).

Se considera una especie de tamaño reducido en comparación con otras especies de tortugas marinas teniendo una longitud de entre 76 cms. hasta 115 cms. en longitud recta del caparazón (LRC) pero por lo general su tamaño oscila entre los 90-95 cms. (Fig. 4). Su peso promedio es de 60 kg pero pueden llegar a pesar hasta 80 kg (SEMARNAT, 2010; Gramentz, 2005; Pritchard *et al.*, 2000). Las aletas delanteras tienen una longitud mediana en comparación con

las de otras especies; están cubiertas por escamas y presentan dos uñas por aleta. Las aletas posteriores también tienen dos uñas cada una. Los machos presentan una cola mayor tamaño que las hembras y sobresale del margen posterior del caparazón y las uñas de las aletas son más grandes, fuertes y curvadas (SEMARNAT, 2010; Gramentz, 2005; Limpus, 1980).



Figura 3. Tortuga carey. Se marcan las escamas de la cabeza para su diferenciación. Tres pares de postorbitales y dos de escamas prefrontales. Fotografía: Monica Lara Uc.



Figura 4. Tortuga carey en la playa “El Cuyo” Municipio de Tizimín situado dentro de la Reserva de la Biósfera Ría Lagartos (RBRL). Yucatán, México. Fotografía: Monica Lara Uc.

Distribución y hábitat

La distribución de esta especie se limita a las zonas tropicales y subtropicales del planeta y puede encontrarse en los océanos Índico, Pacífico y Atlántico entre las latitudes 30°N y 30°S (Fig. 5). Las mayores áreas de anidación y alimentación se localizan entre los trópicos de cáncer y capricornio (únicamente en el Golfo Pérsico no se han reportado anidaciones tan grandes). La presencia de esta especie se ha detectado en más de 100 países, sin embargo la anidación se ha registrado en 70 (Mortimer y Donnelly, 2008). Es posible encontrarla en todos los océanos del mundo salvo en los polos, en el océano Atlántico se distribuye principalmente en las costas del continente americano, solo en la región del Caribe se ha registrado su presencia en 35 países (CONANP 2010, Meyland, 1999). La distribución de la tortuga carey en el Atlántico occidental, a lo largo de la costa americana, abarca desde el sureste de Florida hasta el sur de Brasil, incluyendo las Bahamas y las Antillas (Ogren *et al.*, 1998). Por otro lado en la zona este del Atlántico la presencia de esta especie no es tan abundante, en el Mar mediterráneo no es una especie común de encontrar como la tortuga amarilla (*Caretta caretta*) o la tortuga verde (*Chelonia mydas*), sin embargo se han reportado avistamientos pero se cree que se trata de individuos divagantes (Revuelta, 2010). Las costas del oeste de África es la zona con mayor actividad, se ha reportado la anidación de esta especie en Maruitania, Nueva Guinea, Costa de Marfil y las islas de Cabo Verde que es una de las principales zonas de alimentación. Otros países que han confirmado su presencia son Camerún y en Sao tomé y Príncipe (Tomás *et al.*, 2010).

En el océano Pacífico la especie tiene una distribución equitativa para ambos extremos, del lado occidental se ha registrado su anidación en China (al norte del Mar Amarillo y en la región de Shangtun), al sur de Japón (en el archipiélago de Ryukyu), Filipinas (Golfo de Laguno y en la región de Bicol), Malasia (en las islas Sabah de tortugas, Malacca, Terengganu), Indonesia (Las islas Anambas y Natuna-Risau), las Islas Salomón y en Australia, uno de los sitios donde se han reportado las mayores anidaciones a nivel mundial (Torres Strait) (Limpus y Miller, 2008, Mackeown, 1977). Por otro lado en el Pacífico oriental la tortuga carey había sido considerada casi extinta pues habían muy pocos reportes (Mortimer y Donnelly, 2008). La mayor concentración de tortuga

carey se localiza en el océano Índico en Las Islas Sheycheles, otros sitios de gran importancia en esta área son Sudáfrica y la isla de Madagascar (Allen *et al.*, 2010; Hitchins *et al.*, 2003; FAO, 1990). Al otro lado del Pacífico, podemos verlas desde el extremo norte de la península de Baja California, en México, y a lo largo de las aguas de Centroamérica, especialmente en la Bahía de Jiquilisco en El Salvador, en el Estero Padre Ramos, Nicaragua, quienes albergan aproximadamente el 40% de la población en todo el pacífico oriental, esta especie reside durante todo el año en la Bahía usando los canales del estero para alimentarse y aparearse, asimismo el resto se extiende por toda la zona de América del Sur hasta el extremo norte de Chile (Gaos *et al.*, 2010).

Existen zonas muy importantes de anidación y alimentación en México pues la tortuga carey es muy común de encontrar en ambas costas (Fig. 6). En la costa del Atlántico, los estados de Veracruz, Yucatán, Campeche y Quintana Roo son zonas importantes principalmente de anidación, siendo la península de Yucatán (Isla Aguada, Sabancuy y Chenkán en Campeche y El Cuyo-Holbox en Yucatán) las más importante para la anidación de esta especie no solo en el país si no en todo el hemisferio norte (SEMARNAT-CONANP, 2009; Cuevas, 2009; Guzmán *et al.*, 2008; Pérez-Castañeda *et al.*, 2007); el estado de Quintana Roo cuenta con un extenso litoral de arrecifes que se ha reportado como una de las principales zonas de alimentación en el Caribe (Cuevas *et al.*, 2006).

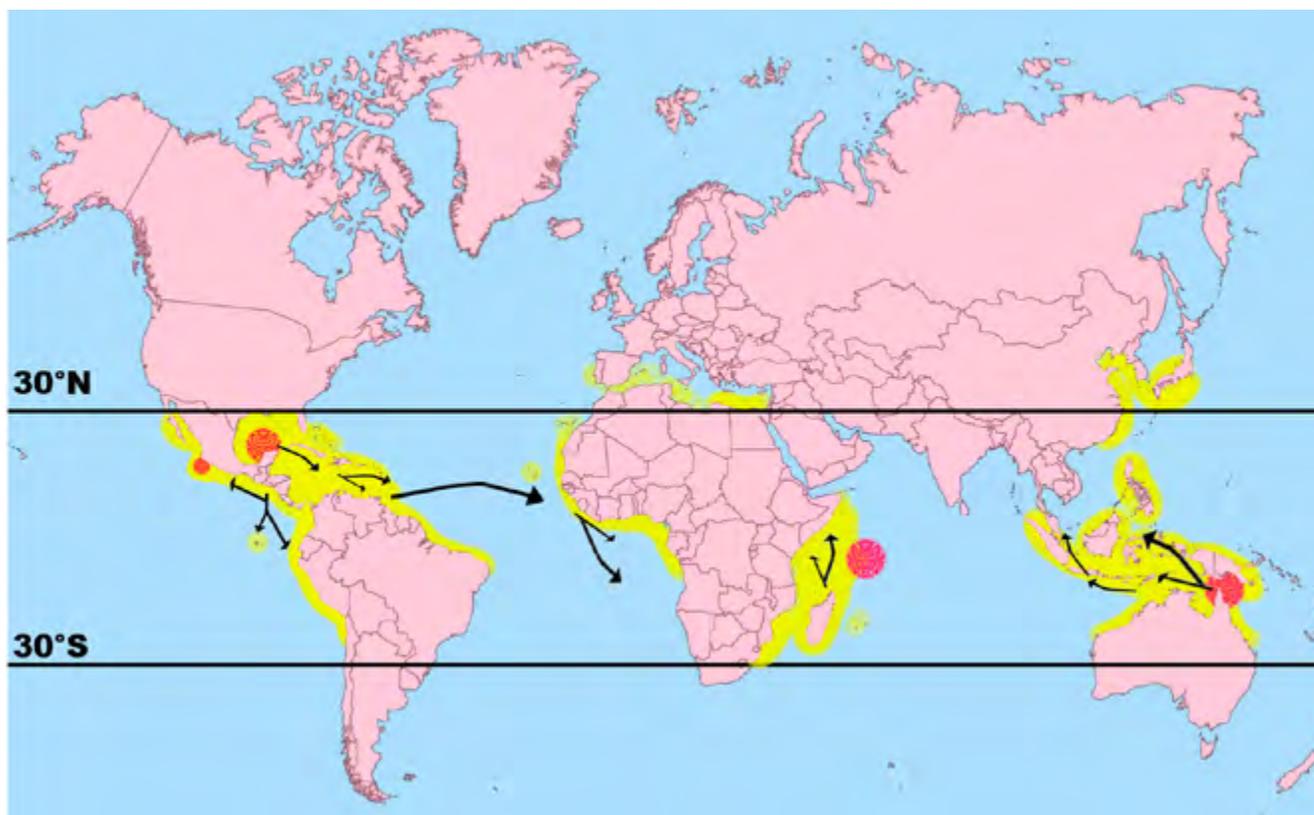


Figura 5. Distribución mundial de la tortuga carey, se marca en amarillo las costas de anidación y alimentación y en rojo los sitios más importantes de anidación. Infografía: Cristina Mota con información de Monzón-Arguello *et al.*, 2010; Tomás *et al.*, 2010; Allen *et al.*, 2010; Gaos *et al.*, 2010; Mortimer y Donnelly, 2008; Hitchins *et al.*, 2003; Meyland, 1999; FAO, 1990.

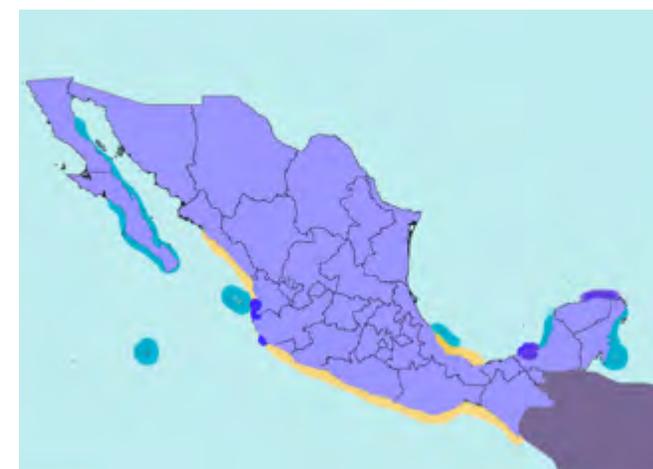


Figura 6. Distribución de la tortuga carey en México. Se muestra en color azul claro las principales costas de alimentación, en color crema las costas de anidación y en púrpura los sitios con mayor número de hembras anidantes registradas. Infografía: Cristina Mota Rodríguez con información de SEMARNAT-CONANP, 2009; Abreu y Guzmán, 2009; Guzmán *et al.*, 2008; Pérez-Castañeda *et al.*, 2007.

Se han reportado también zonas de anidación en Colima, Nayarit y Jalisco, sin embargo se han registrado a lo largo de la costa desde Sinaloa hasta Chiapas (Abreu y Guzmán, 2009; Guzmán *et al.*, 2008). En enero 2011 un grupo de tortugueros de Nayarit y Jalisco decidieron unir sus esfuerzos para proteger las tortugas marinas y apoyarse con los trabajos de cada uno de los campamentos. Los campamentos tortugueros fundadores de la Red Tortuguera A.C. (RETO) son El Naranja (Guayabitos, Nayarit), Boca de Chila (Zacualpan, Nayarit), Mayto (Cabo Corrientes, Jalisco) y Puerto Vallarta (Jalisco). En el 2012 se une el Campamento Careyeros (Punta de Mita, Nayarit), Punta Raza (Monteon, Nayarit) y Caminando con Tortugas (Jalisco) a RETO (Lara Uc *et al.*, 2015). Vida Silvestre Ciudad Sinaloa reportó el rescate de seis tortugas carey por los pescadores de los grupos de monitoreos de tortugas marinas en el sistema lagunar Navachiste, Sinaloa, México, con apoyo de la Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas (CONANP) y el equipo de Vida Silvestre del IPN-CIIDIR, indicando que en este sistema hay una población importante de tortugas carey en los manglares y en las zonas rocosas, gracias al apoyo de los pescadores se tuvieron estos datos tan importantes. Las seis tortugas estuvieron en el área de rehabilitación y fueron liberadas a su medio natural en perfectas condiciones (com. per. Alan Zavala 2015).

En las costas de Baja California Sur, Pacífico y Golfo de California se han registrado zonas de alimentación, en el Parque Nacional Zona Marina del Archipiélago de Espíritu Santo (PNZMAES) (Fig. 7), en el Complejo Insular Espíritu Santo (CIES), específicamente en la Ensenada “La Partida”, se tienen pruebas que desde el 2010 a la fecha, llegan a este sitio tortugas carey a alimentarse esto se ha observado por las actividades de los monitoreos marinos realizados por el personal de del Área de protección de Flora y Fauna Isla del Golfo de California (APFFIGC) en coordinación

con el personal de la Dirección Regional Península de Baja California y Pacífico Norte, (CONANP-DRPBCPC), los reportes de avistamiento, capturadas y recapturadas de tortuga carey, en las recapturas se ha registrado que en su mayoría son hembras juveniles, año con año desde su primer registro, se han obtenido datos importantes de esta población (Informes técnico DRPBCPC- APFFIGC 2014, 2013). Se hace mención de reportes generados por pescadores ribereños, indicando la anidación de

algunas tortugas marinas en diferentes playas de Baja California Sur, con ayuda de ellos se ha sabido de la presencia de la tortuga carey, mejor conocida por ellos como la tortuga de las 13 pecas. En el 2014 se tuvo el primer registro de tortuga carey por el campamento pesquero llamado Punta Los Muertos (Fig. 8). (Informe técnico-DRPBCPC 2014). Como parte de los esfuerzos de la CONANP- DRPBCPC- APFFIGC, es dar continuidad y apoyo a estos monitoreos y reportes de pescadores ribereños.



Figura 7. Tortuga carey en el Parque Nacional Zona Marina del Archipiélago de Espíritu Santo (PNZMAES) dentro del programa de monitoreos mensuales que realiza el personal de APFFIGC.



Figura 8. Tortuga carey, en el campamento pesquero llamado Punta Los Muertos BCS, México. Personal del campamento pesquero con personal técnico de la DRPBCPC.

Migraciones

Las tortugas carey al igual que otras especies de tortuga marina se caracterizan ser altamente migratorias, siempre con complejos movimientos entre hábitats muy lejanos (U.S.Fish and Wild Life Service, 1998). Aunque se consideran especies muy locales, existen registros de movimientos de grandes distancias, los recorridos más largos registrados para esta especie son de entre 2000 km (Australia-Islas Salomón) y 3000 Km de distancia (Caribe Mexicano-Rep. Dominicana) (Márquez, 1996). En el Pacífico oriental los movimientos migratorios han sido a lo largo de las costas del continente americano, El Salvador-Ecuador (Gaos, *et al.*, 2010). Se han reportado movimientos de esta especie entre el Caribe y Cabo Verde (Monzón-Arguello *et al.*, 2010).

Biología reproductiva

La tortuga carey alcanza la edad reproductiva entre los 20 y los 40 años (20 en el Caribe y 30-35 en el Indo-Pacífico y norte de Australia), una edad muy avanzada en comparación de otras especies (Limpus y Miller, 2008; Diez y Van Dam, 2002). El cortejo y la cópula ocurren en las aguas someras cercanas a las playas de anidación. Las hembras no suelen reproducirse todos los años y su intervalo de reproducción es de dos a cuatro años, de acuerdo con Broderick *et al.*, (2001) los factores que influyen en la capacidad para anidar son: El estado físico de la hembra, la disposición del alimento y los factores ambientales que limitarán la calidad de lo que consume. En una misma temporada, pueden depositar de tres a ocho nidadas con intervalos de aproximadamente 15 días entre cada una (Reuelta, 2010; CIT, 2005; Richardson *et al.*, 1999).

Anidación

La temporada de anidación varía dependiendo de la zona en la que se encuentre, de acuerdo con Marcovaldi *et al.* (2007) en el Atlántico occidental las anidaciones ocurren todo el año aunque las temporadas de mayor anidación varían dependiendo del sitio. Por ejemplo en México la temporada de anidación varía dependiendo de la costa pues el Atlántico es entre los meses de Abril-Agosto y en el Pacífico de Mayo a Octubre (Guzmán *et al.*, 2008; Márquez, 1990). Por otro lado en Puerto Rico la temporada de anidación abarca de Junio a Noviembre primordialmente (Richardson, 1990).

En el hemisferio sur como en Australia los meses con mayor anidación son por lo general de Diciembre a Marzo (Limpus, 1980); en otros sitios como algunas zonas de Indonesia la temporada de anidación es

generalmente de diciembre a abril, los meses de mayor anidación van de Enero a Junio o de Febrero a Mayo dependiendo del lugar (Dermawan, 2002).

Las hembras suelen anidar en sitios de difícil acceso, su tamaño reducido les permite atravesar arrecifes costeros para llegar a una playa, igualmente tienden a anidar entre la vegetación en la parte alta de la playa (Fig.9) (CIT, 2005; Márquez, 1996; Witzell, 1983). Una vez elegido el sitio de anidación, las tortugas cavan cuidadosamente con las aletas traseras hasta hacer un agujero no muy profundo, por lo general de 50 cm. Cuando han terminado de depositar sus huevos cubren el nido y regresan a la playa, todo el proceso suele durar un poco más de una hora (Revuelta, 2010). Estudios de las hembras de esta especie, al igual que en el resto de las tortugas marinas, suelen regresar a anidar en las playas que nacieron (SEMARNAT, 2010; Bass, 1999). La anidación suele ser durante la noche (Revuelta, 2010; Márquez, 1990); aunque en algunos sitios como en la isla Cousin en Seychelles y otras islas oceánicas se han reportado anidaciones durante el día (Mortimer, 2004; Márquez, 1996).



Figura 9. Tortuga carey anidando en la Reserva de la Biósfera Ría Lagartos (RBRL). Yucatán, México. Fotografía: Monica Lara Uc.

Huevos y crías

El tamaño de la puesta suele ser de entre 70 y 200 huevos, de acuerdo con Márquez (1990) es la especie que tiene la especie que desova la mayor cantidad de huevos pero con un tamaño y peso menores que de otras especies. El promedio de puesta puede variar dependiendo de la zona donde se encuentre pues en México el promedio suele ser de 135 huevos (SEMARNAT, 2010; Guzmán *et al.*, 2008;) a 160 (Costa Rica). El tamaño de los huevos es de aproximadamente 36 mm de diámetro y 28 gr de peso (Fig. 10), como se mencionó, esta especie aunque presenta el menor tamaño de huevo lo complementa con una nidada muy grande, la puesta más grande registrada para alguna tortuga marina fue de una tortuga carey con 250 huevos (CIT, 2005). El tiempo de incubación es de aproximadamente 60 días según la temperatura ambiente, ésta determinará el éxito de eclosión y el sexo de las crías, cuando la temperatura es de 29°C aproximadamente (Revuelta, 2010; SEMARNAT, 2010; Guzmán *et al.*, 2008) la proporción es de 1:1, si la temperatura es mayor serán más las hembras y si es menor dominarán los machos.



Figura 10. Nido de Tortuga carey en la Reserva de la Biósfera Ría Lagartos (RBRL). Yucatán, México. Fotografía: Monica Lara Uc.

Las crías miden entre aproximadamente 41mm con un peso de 15 gr (Revuelta, 2010; Márquez, 1990). Suelen tardar algunos días en salir a la playa después de la eclosión, generalmente tienden a salir de noche pues la temperatura es menor. La coloración del caparazón varía con la edad, los neonatos presentan una coloración marrón oscura tanto dorsal como ventralmente. A medida que la tortuga crece, el caparazón desarrolla el patrón de coloración característico de esta especie. Cuando llegan a la superficie comienzan a correr en dirección a la playa, a este período de intensa actividad se le conoce como frenesí natatorio y les ayudará a llegar al mar en el menor tiempo posible y reducir las probabilidades de ser depredados (Revuelta, 2010). El frenesí puede durar hasta un día, posterior a eso tendrán que comenzar a alimentarse por su cuenta, por lo general suelen viajar con las corrientes oceánicas refugiándose entre las masas de desechos y algas flotantes (SEMARNAT, 2010; Guzmán *et al.*, 2008; Bjorndal, 1997, van y Diez, 1996).

Alimentación

Es principalmente carnívora, con una dieta altamente variable dependiendo de su área de distribución. Las crías llevan una vida pelágica y frecuentan zonas con acumulaciones de algas flotantes como los Sagarssum (Carr 1987). Este sustrato permite el crecimiento de organismos asociados como crustáceos, briozoos, tunicados y anélidos que representan su alimento en estos hábitat (SEMARNAT-CONANP, 2010). Gracias a su pico angosto puede capturar a sus presas entre las grietas y recovecos de los arrecifes de coral. En el Caribe consumen principalmente esponjas, siendo el único reptil espongiívoro conocido (Meylan, 1988). Los juveniles incluyen además cangrejos, erizos y langostilla roja (SEMARNAT-CONANP, 2010; Guzmán *et al.*, 2008). En etapas posteriores incluyen en su alimentación esponjas marinas, medusas, caracoles, erizos, estrellas de mar, moluscos, algas y peces, es decir toda forma de vida que habite en arrecifes.

Papel ecológico

Esta especie desempeña un papel ecológico fundamental, al igual que las otras especies de tortugas marinas, regulan las densidades poblacionales de sus presas, en este caso esponjas y corales principalmente, ayudan a controlar poblaciones de esponjas marinas que de otro modo afectarían de manera negativa a numerosas pesquerías que dependen de la salud de los sistemas arrecifales; además de ser depredadas por cangrejos, aves, tiburones entre otros, formando así parte de la cadena trófica. Cuando las hembras salen a la playa para desovar transportan nutrientes a la zona arenosa, ya que los huevos son una fuente de alimento para algunos animales silvestres (SEMARNAT-CONANP, 2010; Cuevas, 2009; Guzmán *et al.*, 2008).

Epibiontes, parásitos y enfermedades

Esta especie se ha caracterizado por tener una gran cantidad de epibiontes, junto con la tortuga amarilla, se cree que son las tortugas marinas con mayor colonización por epibiontes (Lara-Uc *et al.*, 2012; Badillo, 2007). Las especies que dominan son los crustáceos cirripedios (percebes y lepas) de los géneros *Chelonibia*, (principalmente *C. testudinaria* exclusivo de tortugas) *Platylepas* y *Conchoderma*. Existen frecuentes descripciones generales, particularmente listas de especies de parásitos intestinales, como tremátodos, céstodos y nemátodos, (Márquez, 2002). Lara-Uc *et al.*, (2012) encontraron el balano *Platylepa hexastylus*, adheridos al cuello y aletas axilares e inguinales. El balano *Chelonibia testudinaria* se halló adherido al caparazón. Se encontró la sanguijuela *Ozobranchus margo* adherida a la cloaca y los crustáceos *Idotea sp* adheridos al cuello de varios ejemplares de tortugas carey (Fig. 11).



Figura 11. Ejemplares de tortugas carey. En la imagen de la derecha se observa *C. testudinaria* adheridos al caparazón y en la imagen de la izquierda se observa la sanguijuela *Ozobranchus margo* en la cloaca en la Reserva de la Biósfera Ría Lagartos (RBRL). Yucatán, México.
Fotografía: Monica Lara Uc.

Amenazas

Los factores de presión a los que está expuesta la tortuga carey se dividen en los que impactan directamente a los individuos de la especie y las que afectan sus hábitats (SEMARNAT-CONANP, 2010; Chacón 2009; Cuevas, 2009; Guzmán *et al.*, 2008; CIT 2005). Las primeras se pueden mencionar la recolecta de huevos y saqueo de nidos, captura dirigida o incidental, comercio de productos derivados, depredación por animales domésticos y ferales. Las segundas comprenden las amenazas a sus hábitat, desarrollos turísticos y costeros, contaminación y desechos, erosión de las playas de anidación, calentamiento global, entre otros (SEMARNAT-CONANP, 2010). La amenaza principal para la tortuga carey es la pesquería furtiva de juveniles y adultos que son perseguidos por el atractivo material de su caparazón, con el cual se elaboran diversas artesanías y otros productos. A pesar de la prohibición a nivel mundial del comercio de esta especie por la Convención sobre el Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Flora y Fauna Silvestres (CITES, por sus siglas en inglés), existe aún el comercio clandestino con esta especie. Otras amenazas son el saqueo de huevos, la destrucción de hábitats a causa del cambio climático, el desarrollo urbano mal planeado en las costas, y los aumentos en sedimentos y nutrientes que afectan a los arrecifes de coral (SEMARNAT- CONANP, 2011; SEMARNAT-CONANP, 2010; Chacón 2009; Cuevas, 2009; Guzmán *et al.*, 2008; CIT 2005).

Estado de conservación

La tortuga carey es una especie que hace ya muchos años se ha determinado que requiere medidas especiales de conservación. Históricamente, la tortuga carey fue catalogada por primera vez como especie amenazada por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) en 1968. Mantuvo esta consideración durante varias reevaluaciones entre los años 80's y 90's hasta

su consideración como especie en peligro crítico de extinción en 1996. La UICN actualmente la ha clasificado como especie “en peligro crítico de extinción”, así como Convención sobre Comercio Internacional de Especies Amenazadas de Fauna y Flora Silvestre (CITES). SEMANART (México) y red internacional Iniciativa Carey del Pacífico Oriental (ICAPO) la consideran también en peligro crítico de extinción.

En el 2005 se llevó a cabo una serie de reuniones y talleres en atención a las recomendaciones de la CIT (cop2/2004, cop3/2006 y cop4/2007) (Guzmán *et al.*, 2008). En éstos se han definido las estrategias para entender las causas de esta disminución y generar el conocimiento suficiente para un plan de acción que aborde la recuperación de la especie.

Conclusiones

Es importante dar registros de nuevos lugares de anidación y alimentación en diferentes países y seguir con monitoreos en los lugares ya conocidos para que esta especie se recupere de en peligro crítico de extinción, si esto no es posible en poco tiempo podríamos no tener más tortuga carey.

Agradecimientos

Agradecemos a la Dirección Península de Baja California y Pacífico Norte, Área de Protección de Flora y Fauna Islas del Golfo de California, a todo el personal que forma parte de esta Área por la labor que llevan a cabo. Al Biol. Benito Rafael Bermúdez Almada (Director Regional), Biol. Irma González López (Directora de ANP Islas del Golfo), Biol. Ruth Verónica Rodríguez Guzmán, M C Laura Sarti por la gran labor que han hecho por sus años, Don Jesús Lucero Méndez por sus grandes pláticas acerca de las tortugas marinas, Ricardo Calderón (John), Carlos Salas y al Grupo tortuguero de las Californias, Dr. Rafael Riosmena Rodríguez, la red tortuguera, los grandes compañeros de la península de Yucatán por sus grandes enseñanzas y amistad, Vicente Guzmán, Pedro

García, Patricia Huerta, Eduardo Cuevas, Roberto Herrera, Alejandro Arenas, Armando Lorences, Blanca González, Jorge Chan, Iván Gamboa, Luis, Manuel, Omar, Jimena, José del Carmen, a la RBRL y a cada uno de los campamentos tortugueros y pesqueros que han trabajado en la protección y conservación de esta especie y de las tortugas marinas.

Bibliografía

- Abreu-Grobois, A. y V. Guzmán. 2009. Tortuga Carey Pacífico Oriental. En: Sarti, L., A. Barragán y C. Aguilar (Comp.). Memorias de la Reunión Nacional sobre Conservación de Tortugas Marinas. Veracruz, Ver. 25 – 28 de noviembre de 2007. Comisión Nacional de Áreas Naturales Protegidas, SEMARNAT, México. 129 pp.
- Allen, Z. C., Shah, N. J., Grant, A., Derand, G. D., Bell, D. 2010. Hawksbill turtle monitoring in Cousin Island Special Reserve, Seychelles: an eight-fold increase in annual nesting numbers. *Endang. Species Res.*, 11: 195–200.
- Bass, A. L. 1999. Genetic analysis to elucidate the natural history and behaviour of hawksbill turtles (*Eretmochelys imbricata*) in the Wider Caribbean: a review and re-analysis. *Chelon. Conserv. Biol.*, 3: 195-199.
- Bjorndal, K. A. 1997. Foraging ecology and nutrition of sea turtles. Pp. 199-231. En: Lutz, P. L., Musick, J. A. (Eds.). *The Biology of Sea Turtles*. CRC Press, Boca Ratón.
- Broderick, A. C., Glen, F., Godley, B. J., Hays, G. C. 2001. Trophic status drives inter-annual variability in nesting numbers of marine turtles. *Proc. R. Soc. Lond. Ser. B*, 268: 1481–1487.
- Chacón, Didiher. 2005. La Tortuga Carey del Caribe: Introducción a su biología y estado de conservación. © WWF 2005. (<http://www.hawksbillwwf.org/php/Biologia/index.php>).

Chacón, D. (comp.) 2009. Actualización del estado de la tortuga carey (*Eretmochelys imbricata*) en el Caribe y Atlántico occidental. Documento preparado para el Taller Regional sobre la Tortuga Carey en el Gran Caribe y Atlántico Occidental celebrado del 23 al 26 de septiembre de 2009 en Puerto Morelos, Q. Roo. México. 120 pp

Cuevas E. 2009. Ecología espacial de la tortuga carey (*Eretmochelys imbricata*, Linnaeus 1766) y sus hábitats críticos en la Península de Yucatán, México. Tesis de Doctorado. Centro de Investigación y de Estudios Avanzados del Instituto Politécnico Nacional. Unidad Mérida.

Cuevas, E. Mariño, I, Liceaga-Correa M, Abreu-Grobois, F y Lema, K. 2006. Preferencias de zonas de anidación de las tortugas carey (*E. imbricata*) y Blanca (*C. mydas*) en el Cuyo, Yucatán. En: Reunión preliminar para la diagnosis de la tortuga Carey en el Golfo de México y Mar Caribe. Pronatura Península de Yucatán-USFWS. 32.

Convención Interamericana para la Protección y Conservación de la Tortuga Marina. 2005. Dick B. (Ed.). San José Costa Rica.

Derwan A., 2002. Marine Turtle management and conservation in Indonesia. En: Kinan, I. (Ed.) *Proceedings of the Western Pacific Sea Turtle Cooperative Research and Management Workshop*. February 5–8, 2002, Honolulu, Hawaii, USA. Honolulu, HI: Western Pacific Regional Fishery Management Council. 300 pp.

Diez, C. E., Van Dam, R. P. 2002. Hawksbill turtle reproduction at Mona Island, Puerto Rico: 1989-1999. *Proceeding of the 20th Annual Symposium on sea turtle biology and conservation*. International Sea Turtle Society. Orlando, Florida, U.S.A.

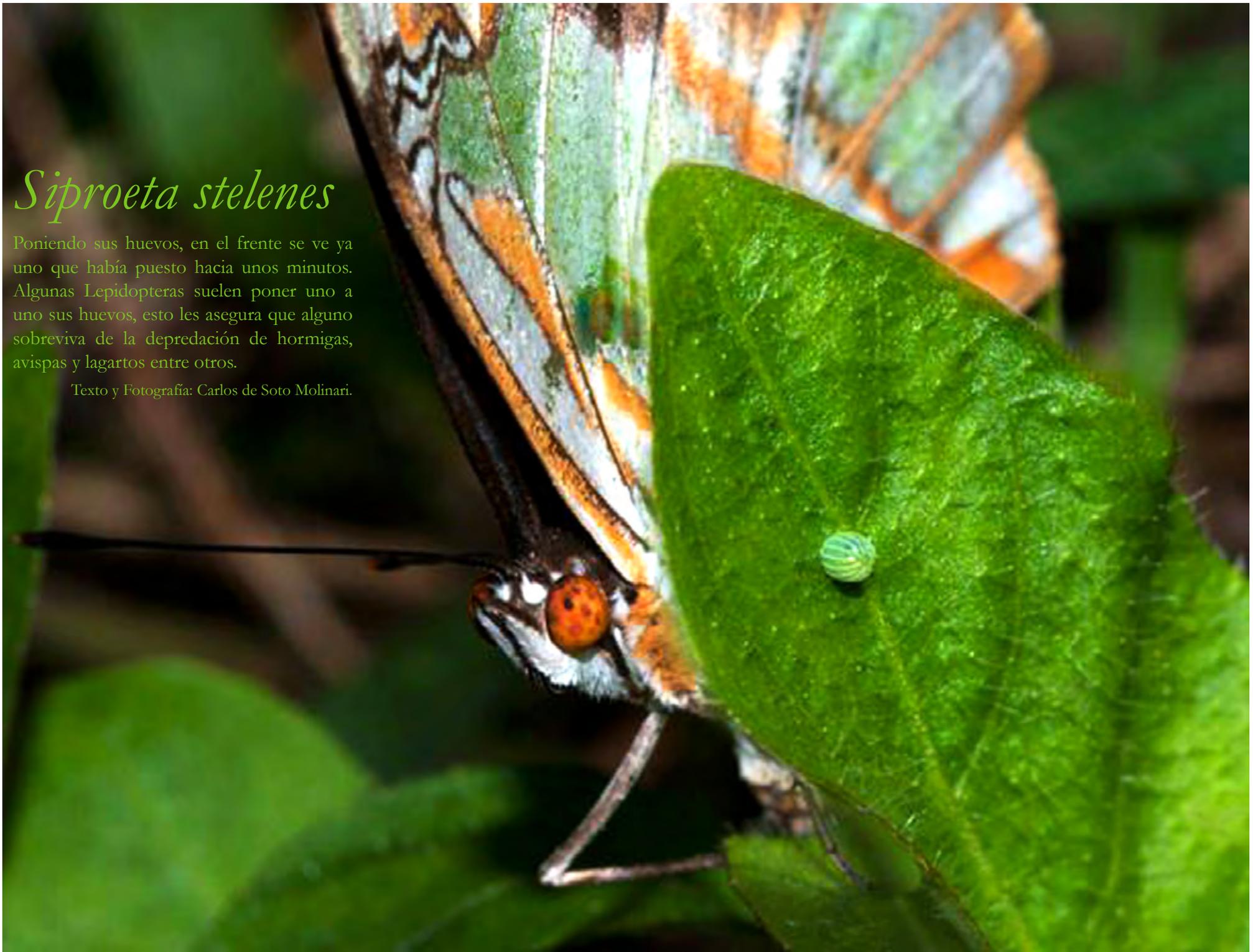
FAO. Food and Agriculture Organization of the United Nations. *Sea turtles of the world*. 1990. An annotated and illustrated catalogue of sea turtle species known to date. *Species catalogue*. FAO Fisheries Synopsis. 11. Rome.

- Gaos, A. R., Abreu-Grobois, F. A., Alfaro-Shigueto, J., Amorocho, D., Arauz, R., Baquero, A., Briseño, R., Chacón, D., Dueñas, C., Hasbún, C., Liles, M., Mariona, G., Muccio, C., Muñoz, J.P., Nichols, W. J., Peña, M., Seminoff, J. A., Vásquez, M., Urteaga, J., Wallace, B., Yáñez, I.L., Zárate, P. 2010. Signs of hope in the eastern Pacific: international collaboration reveals encouraging status for the severely depleted population of hawksbill turtles *Eretmochelys imbricata*.
- Guzmán, V., Cuevas, F. E., F. A. Abreu-G., González-G. B., García, A. P., y Huerta, R. P. (Compiladores) 2008. Resultados de la reunión del grupo de trabajo de la tortuga de carey en el Atlántico mexicano. 244pp.
- Hitchins, P. M., Bourquin, O., Hitchins, S. 2003. Interisland nesting by hawksbill turtles (*Eretmochelys imbricata*) in Seychelles. Phelsuma, 11: 70–71.
- Lara Uc M.M., Riosmena-Rodríguez R. y López-Vivas J.M. 2012. Determinación del estado de salud de las Tortugas marinas. México. Tortugas carey (*Eretmochelys imbricata*) y tortuga blanca (*Chelonia mydas*) que anidan en las playas de Yucatán. Editorial académica española, Saarbrücken, Alemania, 77 pp. ISBN 987-3-659-02903-5.
- Limpus, C. J. 1980. Observations on the hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata*) nesting along the Great Barrier Reef. Herpetologica 36, 265–271.
- Limpus, C. J., Miller, J. D. 2008. Australian Hawksbill Turtle Population Dynamics Project. Environmental Protection Agency, Queensland.
- Marcovaldi, M. A., López, G., Soares, L. S., Santos, A., Bellini, C., Barata, P. 2007. Fifteen Years of Hawksbill Sea Turtle (*Eretmochelys imbricata*) Nesting in Northern Brazil. Chelon. Conserv. Biol., 6: 223-228.
- McKeown, A. 1977. "Marine Turtles of the Solomon Islands." (Ministry of Natural Resources: Honiara).
- Marquez R. 1990. Sea turtles of the world. FAO. Species Catalogue. Vol. 11.
- Márquez R. 2000. Las tortugas marinas y nuestro tiempo. 3 Edición. Fondo de Cultura Económica. México
- Meyland, A. 1999. Status of the Hawksbill turtle (*Eretmochelys imbricata*). In the Caribbean Region. Chelonian Conservation and Biology. 3: 177-184.
- Monzón-Arguello, C., Rico, C., Marco, A., López, P., López-Jurado, L. F. 2010. Genetic characterization of eastern Atlantic hawksbill turtles at a foraging group indicates major undiscovered nesting populations in the region. Journal of Experimental Marine Biology and Ecology, 387: 9-14.
- Mortimer, J. A., Donnelly, M. 2008. *Eretmochelys imbricata*. En: IUCN Red List of Threatened Species. Version 2010.1. www.iucnredlist.org.
- National Marine Fisheries Service and U.S. Fish and Wildlife Service. 1998. Recovery Plan for U.S. Pacific Populations of the Hawksbill Turtle (*Eretmochelys imbricata*). National Marine Fisheries Service, Silver Spring, MD.
- Ogren, L. Berry, F., Bjørndal, K., Kumpf, H., Mast, R., Medina, G., Reichart, H. y Witham, R. 1998. Proc. Of the 2nd Western Atlantic Turtle Symposium. NOAA Tech Memo.
- Pérez-Castañeda, R., Salum-Fares, A., Defeo, O. 2007. Reproductive patterns of the hawksbill turtle *Eretmochelys imbricata* in sandy beaches of the Yucatan Peninsula. J. Mar. Biol. Ass. U. K., 87: 815-824.
- Revuelta, O. y Tomás, J. 2010. Tortuga carey – *Eretmochelys imbricata*. En: Enciclopedia Virtual de los Vertebrados Españoles. Salvador, A., Marco, A. (Eds.). Museo Nacional de Ciencias Naturales, Madrid. Disponible en: <http://www.vertebradosibericos.org/>. Consultado: 15/01/2015.
- Richardson, J.I. 1990. Estimation of sea turtle abundance and nesting success on Mona Island, Puerto Rico. A report submitted to the U.S. Fish and Wildlife Service, Unit Cooperative Agreement No. 14-16- 0009-1551, Work Order No. 10. 43 pp.
- Richardson, J. I.; Bell, R., Richardson, T. H. 1999. Population ecology and demographic implications drawn from an 11-year study of nesting hawksbill turtles, *Eretmochelys imbricata*, at Jumby Bay, Long Island, Antigua, West Indies. Chelon. Conserv. Biol., 3: 244-250.
- Secretaría de Manejo de Recursos Naturales-Comisión de Áreas Naturales Protegidas. 2009. Programa de acción para la conservación de la : Tortuga carey (*Eretmochelys imbricata*). Dirección general de operación regional. Dirección de especies prioritarias para la conservación. Programa Nacional de Conservación de Tortugas Marinas.
- Secretaría de Manejo de Recursos Naturales. 2010. Ficha de identificación. *Eretmochelys imbricata*. Dirección de Especies prioritarias para la conservación. Programa Nacional para la Conservación de las Tortugas Marinas.
- van Dam RP, Diez CE. 1996. Diving behavior of immature hawksbills (*Eretmochelys imbricata*) in a Caribbean cliff-wall habitat. Marine Biology (en inglés) 127: 171–178.
- Tomás, J., Godley, B. J., Castroviejo, J., Raga, J. A. 2010. Bioko: critically important nesting habitat for sea turtles of West Africa. Biodivers. Conserv. 19: 2699-2714.
- Wyneken, J. 2001. The Anatomy of Sea Turtles. U. S. Department of Commerce NOAA Technical Memorandum NMFS-SEFSC-470. 172 pp.
- Witzell, W. N. 1983. Synopsis of biological data on the hawksbill turtle *Eretmochelys imbricata* (Linnaeus, 1766). FAO Fish. Synop., 137: 1-78.

Siproeta stelenes

Poniendo sus huevos, en el frente se ve ya uno que había puesto hacia unos minutos. Algunas Lepidopteras suelen poner uno a uno sus huevos, esto les asegura que alguno sobreviva de la depredación de hormigas, avispa y lagartos entre otros.

Texto y Fotografía: Carlos de Soto Molinari.



Anatomía de apéndices bucales y tracto digestivo de la Mosca Ladrona (Diptera: Asilidae)

Rosa María Estrada H.
Programa Centroamericano de Maestría en Entomología
Correo electrónico: rosamariaestradah@gmail.com

Resumen

Dissección de un varón adulto Asilido (1,7 cm de longitud) se realizó para examinar anatómicamente su aparato bucal y el tracto digestivo y la conexión entre ellos. El objetivo de este trabajo es abordar el entendimiento entre la anatomía y el proceso de deglución en estas moscas depredadoras

Palabras clave: aparato bucal, tracto digestivo, Asilidae Diptera

Abstract

Dissecting a Asilido adult male (1.7 cm length) was performed to anatomically review their mouthparts and digestive tract and the connection between them. The aim of this work is to approach the understanding between the anatomy and the process of swallowing in these predatory flies.

Keywords: Mouthparts Digestive tract Asilidae Diptera

Introducción

Los Asilidae son conocidos comúnmente como “moscas ladronas”, por lo general estas moscas son depredadores oportunistas cuya dieta incluye una variedad de presa tanto en tamaño como en taxa (O’Neill y O’Neill, 2001; Triplehorn y Johnson, 2005; Saghaei *et al.* 2009). Los asilidos se alimentan utilizando sus apéndices bucales para inyectar proteasas dentro de sus presas y posteriormente ingieren los restos de los tejidos corporales blandos, después de una digestión pre-oral (O’Neill y O’Neill, 2001; Saghaei *et al.* 2009). Los adultos a menudo son muy activos, se posan en zonas que consideran un lugar potencial para la localización de presas.

Los Asilidos se aprovechan de sus presas durante el vuelo e inyectan a sus víctimas su saliva que contiene enzimas neurotóxicas y proteolíticas, esta inyección, realizada con sus apéndices bucales modificados, les permite inmovilizar rápidamente a la presa y proceder a digerir el contenido del cuerpo de la misma (O’Neill y O’Neill, 2001). Existen muy pocos estudios sobre la anatomía, morfología de las estructuras internas y externas en Asilidae la mayoría de trabajos son realizados en ecología, comportamiento, taxonomía, filogenética, control biológico. El objetivo de este trabajo es realizar un acercamiento a la comprensión entre la anatomía y el proceso de ingestión en estas moscas depredadoras, así como la descripción anatómica y morfológica de las estructuras.

Materiales y métodos

Preparación del espécimen

El espécimen de Asilidae (Fig. 1) se recolectó en El Parque Nacional Darien, Panamá en Noviembre de 2014. El espécimen guardado en frío (0° C), se dejó a temperatura ambiente durante dos minutos para facilitar su manipulación y no dañar las estructuras, se tomaron medidas del tamaño del espécimen, posteriormente se sumergió durante 30 segundos en alcohol al 70% para extraer el O₂ presente dentro del cuerpo, luego se fijó dorsalmente con alfileres entomológicos No.2 en una placa petri con base de cera a la cual se adicionó solución Ringer hasta cubrir el espécimen. Para la disección se utilizó un Estereomicroscopio KONUS Crystal 45.



Figura 1. Vista dorsal y lateral de un macho de Asilidae. Fotografías: Rosa María Estrada H.

Disección del espécimen

Con una lezna se removieron todas las patas desde la base de inserción del fémur, luego con leznas se realizaron cortes longitudinales en la membrana tergo pleural de cada segmento abdominal, con una espátula se removió el tejido a los escleritos, luego se realizó un corte en la membrana de unión del tórax con el abdomen, removiendo completamente los escleritos abdominales ventrales. Los escleritos abdominales dorsales fueron fijados con alfileres en placa de cera. Con un bisturí No 11 y 15 se realizaron cortes sobre la línea mesal de la cutícula del tórax, con pinzas No. 10 se extendieron ambas partes del torax que fueron sujetadas con alfileres entomológicos No. 2, con un pincel y leznas se removió el tejido muscular dejando expuesto el tracto digestivo, luego con una lezna se removió la membrana cervical y se hicieron cortes en la capsula cefálica para extraer los apéndices bucales junto con el tracto digestivo.

Preparación y observación de apéndices bucales y tracto digestivo

Los apéndices bucales y el tracto digestivo se colocaron en una placa petri con base de cera negra debido a que el tracto digestivo era de color blanco, se cubrieron con solución Ringer. Se realizaron fotografías y esquemas de la unión del tracto digestivo con los apéndices bucales. Se realizaron medidas de cada estructura utilizando la mirilla graduada del esteremicroscopio. Se realizaron preparaciones temporales de los apéndices bucales en portaobjetos horadados estos se observaron en un microscopio compuesto Wild Heerbrugg.

Resultados

El espécimen adulto de Asilidae macho a tenía una longitud de 1.7 cm desde el ápice la cabeza hasta el ápice del abdomen.

Apéndices bucales

El aparato bucal en la región anterior donde se insertan los apéndices está rodeado de músculos que impiden la visión de los apéndices bucales. El aparato bucal está comprimido lateralmente, formado por labrum (Fig. 2a), mandíbulas, maxilas y labium, estos apéndices son haustellados.

El labrum café oscuro, longitud total de 3.5 mm, esclerotizado, ahusado, en el ápice se disponen algunas sensilas trichodeas, en la región ventral mesal posee una hendidura en la cual se alojan los estiletes mandibulares y maxilares (Fig. 2c). Mandíbulas marrones (Fig. 3b). longitud 3.28 mm, modificadas en dos estiletes ampliamente separados (0.95 mm) por la inserción del labrum, ápice con proyecciones esclerosadas en forma de sierra intercaladas con abundantes sensilas trichodeas (Fig. 3c). Maxilas marrones (Fig. 3a) longitud 3.62 mm, parcialmente fusionadas con una hendidura mesal longitudinal, en la región ventral apical posee estructuras (proyecciones y setas) como los estiletes mandibulares, palpos maxilares bisegmentados

(Fig. 2b), café oscuro, longitud 0.51 mm, segundo segmentos con abundantes sensilas trichodeas. El extremo posterior de estilete maxilar está conectado con el esófago (Fig. 3d). El labium de aspecto casi transparente es ligeramente membranoso, en forma de delta, longitud 1.55 mm. Este se encuentra cubriendo parcialmente la abertura más amplia que se forma en el labrum (Fig. 3a).

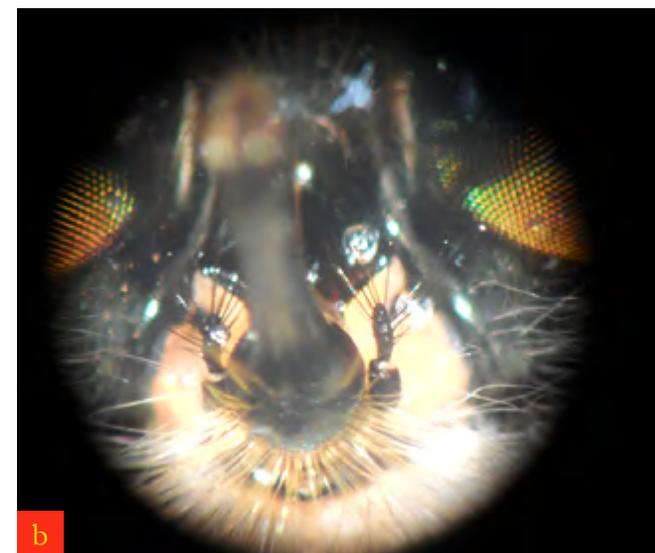


Figura 2. Aparato bucal de Asilidae. a) Vista latero-dorsal del labrum; b) Vista frontal de los palpos maxilares; c) vista dorsal del aparato bucal. Fotografías: Rosa María Estrada H.

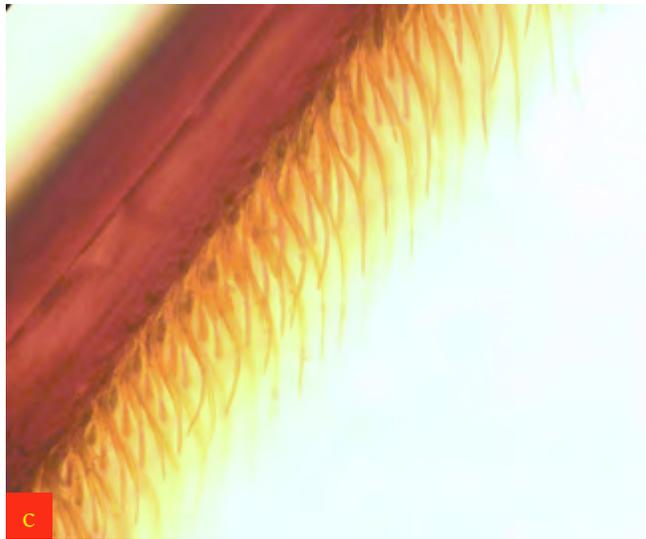
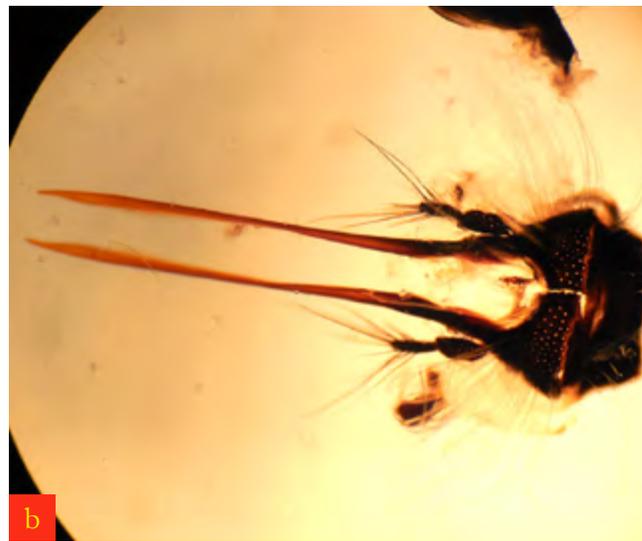


Figura 3. Apéndices bucales de Asilidae. a) Estilete maxilar, labium y esófago; b) estiletes maxilares; c) Sensilas trichodeas y proyecciones esclerosadas.; d) unión del canal del estilete maxilar con el esófago. es, esófago; lb, labium; mx, estilete maxilar. Fotografías: Rosa María Estrada H.

Tracto digestivo

Se pudieron distinguir y medir las siguientes estructuras: esófago, tracto digestivo anterior, medio y posterior, túbulos de Malpighi, recto y ano (Fig. 4). La longitud total del tracto digestivo es de 17.75 mm. La mayoría de estructuras que conforman el tracto digestivo son blanquecinas con algunos segmentos transparentes, el tejido es delicado y frágil, varias traqueas y traqueolas lo mantienen oxigenado a través de sus ramificaciones a lo largo de todo el tracto digestivo. El esófago presenta un tejido cuticular más grueso confiriéndole un aspecto similar a una tráquea de color marrón claro (Fig. 4). El esófago este se extiende desde la unión con el estilete maxilar hasta ligeramente más allá de la región anterior del tórax este se conecta con el tracto digestivo anterior el cual en el primer tercio se pueden apreciar ubicadas lateralmente las glándulas salivales. El tracto digestivo anterior es un tubo estrecho ubicado mesalmente en el tórax, el fin del tracto digestivo anterior no pudo delimitarse al igual que el inicio del tracto digestivo medio debido a que no se encontró el proventrículo. Sin embargo todo lo que conforma el tracto digestivo anterior y posterior se encuentra plegado mayormente en la mitad del abdomen conectado a los túbulos de Malpighi que se encuentran debajo de él. Los túbulos de Malpighi se encuentran dispuestos en una estructura en forma de “saco” de color rojo, estos se encuentran ordenados plegados sobre si en forma de “zigzag”, luego se observó el tracto digestivo posterior una estructura ovalada (2.11 mm de longitud) ensanchada la cual posteriormente se vuelve un tubo estrecho alargado que está insertado en los últimos segmentos abdominales junto con las estructuras genitales, ya que al halar de un extremo del tubo fue posible extraer todo el tracto en conjunto con el recto y ano.

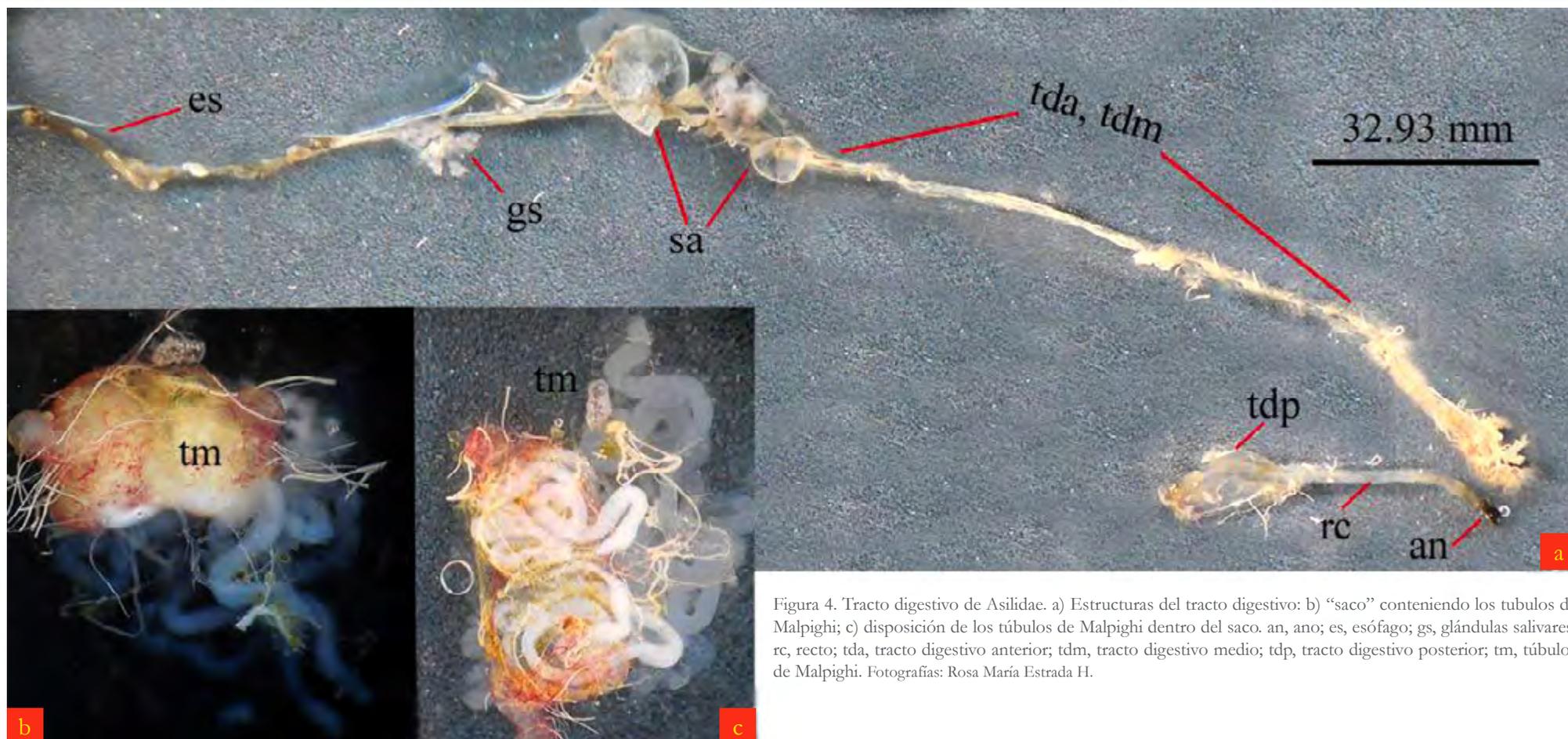


Figura 4. Tracto digestivo de Asilidae. a) Estructuras del tracto digestivo; b) "saco" conteniendo los tubulos de Malpighi; c) disposición de los túbulos de Malpighi dentro del saco. an, ano; es, esófago; gs, glándulas salivares; rc, recto; tda, tracto digestivo anterior; tdm, tracto digestivo medio; tdp, tracto digestivo posterior; tm, túbulos de Malpighi. Fotografías: Rosa María Estrada H.

Discusión

En relación con los resultados encontrados, podría explicarse que el gran desarrollo muscular donde se insertan los apéndices bucales, se debe a la necesidad de fuerza de succión, ya que la dieta es líquida y es absorbida en forma vertical el líquido tiende a bajar por la gravedad y la composición del alimento, por ello es necesario impulsar a través de los músculos no solo la ingestión del alimento sino también la fuerza que necesita el Asilido para realizar la penetración e inyección de sustancias la cutícula o membrana de la presa. Este tipo de estructura se puede apreciar en otras familias de insectos cuya alimentación también

es líquida y necesitan ejercer presión de salida y entrada, e.g. Culicidae, Pentatomidae, Cicadidae, Cercópidae, Tabanidae.

La forma en la disposición de protección del labrum sobre los otros apéndices bucales y la rigidez de este es en relación con la forma de atrapar a sus presas, ya que al generar presión puntual sobre otra presa es necesario una estructura que proporcione rigor y no sufrir lesiones que le impidan alimentarse o ser atacado al estar vulnerable.

Las mandíbulas al parecer forman la estructura que perfora el tejido de la presa previo a la inserción de la maxila, el canal formado por la maxila permite la

ingestión del alimento esto puede explicarse debido a su conexión directa con el esófago, conexión descrita por King en 1991, sin embargo no se puede establecer si el canal formado por las maxilas es utilizado para la secreción de enzimas neurotóxicas y proteolíticas.

En el tracto digestivo se observó una forma diferente del esófago ya que especímenes ortopteroides se ha observado un esófago membranoso, pero la constitución del esófago a simple vista parece similar a la de las traqueas, es necesario realizar cortes histológicos para comprender la naturaleza del tejido y establecer una posible relación embriogénica o diferenciación celular. En cuanto a la "estreches" que

presenta el tracto digestivo en el torax, se debe a la gran cantidad de masa muscular presente en el torax, esta masa muscular es necesaria para la mosca para la captura y retención de la presa mientras ejerce la picadura, podría inferirse que una vez realizado la paralización de la presa estos músculos se relajen y permitan la dilatación del tejido durante la absorción del alimento, ya que este es del mismo ancho que el tracto digestivo que se encuentra en el abdomen.

El proventrículo no pudo ser definido durante este estudio debido falta de esquemas o trabajos previos que permitieran tener referencia de su ubicación.

Los túbulos de Malpighi encerrados en ese “saco”, según lo observado se cree que ese saco es parte del tracto digestivo ya que estaba conectado a el y no se observó otra estructura alterna a este, además posterior a este se encontraba conectado el tracto digestivo posterior.

En conclusión existen diversas estructuras no descritas y más aún establecer la relación o función en base a su ubicación dentro del cuerpo del insecto. Deben realizarse otros ensayos para tratar de establecer un patrón de la anatomía de los asilidos para así poder establecer relaciones con sus hábitos de comportamiento, preferencia de presas y tiempo de ingestión.

Agradecimientos

A la Dra. Dora Quirós, profesora de la cátedra de Fisiología y Anatomía de Insectos, por su contribución en la orientación y sugerencias para alcanzar los objetivos de este estudio. Al Programa Centroamericano de Maestría en entomología por brindar el equipo y espacio en sus instalaciones para la realización de este trabajo. A la Autoridad Nacional del Ambiente (ANAM) por brindar los permisos de colecta de insectos en el Parque Nacional Darien.

Bibliografía

- King, D. 1991. THE ORIGIN OF AN ORGAN: Phylogenetic Analysis of Evolutionary Innovation in the Digestive Tract of Flies (Insecta: Diptera). *Evolution*. 45 (3), pp 568-588.
- O’Neill, KM. O’Neill, R. 2001. Correlates of Feeding Duration in the Robber Fly *Efferia staminea* (Williston) (Diptera: Asilidae). *Journal of the Kansas Entomological Society*. 74(2), 2001, pp. 79-82
- Owsley, WM. B. 1946. The Comparative Morphology of Internal Structures of the Asilidae (Diptera). *Annals of the Entomological Society of America* Vol.39 (1), pp 33-36.
- Saghaei, N, Ostovan H, Shojaei M. 2009. Introduction to the Asilidae Fauna (Insecta: Diptera) of fars Province, Iran. *Turk Journal of Zoology, TÜBITAK*. 33. pp 187-200.
- Triplehorn, A. C y N. Jhonson. 2005. Borror and Delong’s Introduction to the Study of Insects. 7ª edición. 805pp.



Barbirostris Rhinostomus

Locación: Ciudad De Minas, Lavalleja, Uruguay

Fotografía: Amalia Villalba Porta

Perfil hemático y presencia de hemoparásitos en reptiles del Parque Zoológico Nacional, El Salvador.

Manuel Alberto Cortez Martínez
Estudiante, Universidad de El Salvador,
Facultad de Ciencias Agronómicas,
Departamento de Medicina Veterinaria.

Esmeralda María Martínez Umaña
Parque Zoológico Nacional de El Salvador,
Encargada del área de reptiles y peces.

Jesús Noel Avalos
Laboratorio de Patología del Centro de Investigación
y Desarrollo de Salud (CENSALUD).

Jorge Armando Castro Menjívar
Universidad de El Salvador, Facultad de Ciencias Agronómicas,
Departamento de Medicina Veterinaria.

Resumen

La investigación abarca los tres órdenes en que los reptiles son clasificados: Crocodylia (cocodrilos), Testudines (tortugas) y Squamata (lagartijas y serpientes). El objetivo de esta investigación fue determinar los valores hemáticos y la presencia de hemoparásitos en reptiles presentes en el Parque Zoológico Nacional de El Salvador como una herramienta para determinar el estado de salud de los reptiles.

Dicho estudio reporto rangos hematológicos en cinco especies de quelonios no antes documentados: tortuga de bosque (*Rhinoclemmys pulcherrima*), tortuga de orejas amarillas (*Trachemys emolli*), tortuga verde o de líneas amarillas (*Trachemys venusta*), tortuga de manglar (*Staurotypus salvinii*) y tortuga candado (*Kinosternon scorpioides*), se registran los valores hematológicos en seis especies de reptiles: Cocodrilo americano (*Crocodylus acutus*), tortuga mordedora (*Chelydra serpentina*), pitón del nuevo mundo (*Loxocemus bicolor*), Chichicua (*Spilotes pullatus*), serpiente ratonera (*Senticolis triaspis*) y Zumbadora de cola roja (*Coluber [Masticophis] mentovarius*). Se encontró el hemoparásito *Hepatozoon* ssp. en cuatro especies de reptiles: *Loxocemus bicolor* (masacuata de hule), *Lampropeltis triangulum* (falso coral), *Senticolis triaspis* (serpiente ratonera) y *Pantherophis guttata* (serpiente de maíz). Actualmente no se encuentran registros que reporten la presencia de *Hepatozoon* ssp. en *Senticolis triaspis* y *Loxocemus bicolor*.

Palabras claves: Hematología, hemoparásitos, valores hematológicos, rangos de referencia reptiles.

Introducción

Una de las herramientas más útiles en el campo de la medicina diagnóstica ha sido la evaluación hematológica, ya que la sangre contiene una información valiosa presente en el paquete celular, el perfil o el estado sanguíneo que nos permite determinar qué posible tipo de agente patógeno es el que está afectando a nuestro paciente (Maya García *et al.* 2012).

El volumen de sangre en reptiles varía de 5.0% al 8.0% de su peso corporal, y sólo puede extraerse el 10% del volumen total de sangre. (Stahl 2006). La toma de sangre se realiza en diferentes posiciones, en serpientes el sitio de venopunción puede ser la vena palatina, cardiocentesis o mediante la vena coccígea ventral (Jenkins 2012), la vena se localiza en el centro de la cola después de la cloaca (Stahl 2006), en el macho y la hembra se recomienda se deben contar las escamas después de la cloaca entre la 12 y 14 para evitar dañar a los hemipenes o aspirar de los sacos de esperma en la hembra. Para la toma de muestra en cocodrilos puede utilizarse la vena del seno occipital o la vena coccígea ventral, mientras que para saurios (lagartos) se puede utilizar la vena coccígea ventral o lateral, vena yugular o vena abdominal (Jenkins 2012). En quelonios (tortugas) los sitios de venopunción son la vena yugular, seno coccígeo dorsal, vena braquial o vena coccígea dorsal (Jenkins 2012)

Los parásitos de la sangre de los reptiles son diversos y morfológicamente variables a tal grado que no se tiene un dato actual, o al menos no se también reportados. (Telford, 2009). La mayor parte de hemoparásitos en los reptiles son no patógenos; pero aquellos que son patógenos tienen que ver con la anemia hemolítica y otras enfermedades clínicas, en particular el estrés es un factor muy marcado.

Las hemogregarina, plasmodios y tripanosomas son hemoprotozoos comunes en los reptiles. Generalmente, los hemoparásitos protozoarios

requieren de invertebrados como hospedadores intermediarios, entre ellos los artrópodos o anélidos (gusanos cilíndricos) como cumplen una función de vectores (Jacobson 2007).

Las hemogregarinas generalmente se consideran no patógenos, pero tienen la capacidad de provocar una respuesta inflamatoria significativa poco naturales o aberrantes en el hospedador. (Stacy *et al.* 2011). Las hemogregarinas son transmitidas a través de un vector invertebrado, como las sanguijuelas y los artrópodos; siendo los reptiles los hospederos definitivos. (Rojas 2011). La mayor parte de *Plasmodium* sp. son no patógenos en reptiles, pero se han reportado que se encuentra presente en casos de la anemia severa (Stacy *et al.* 2011). Las infecciones por Tripanosomas se han documentado en muchas especies de reptiles; generalmente causan infecciones subclínicas de toda la vida y raramente causan la enfermedad clínica. (Stacy *et al.* 2011). Se han documentado en muchas especies infecciones por microfilarias. Aunque generalmente es considerado un signo subclínico y un descubrimiento secundario, las infestaciones altas pueden ser la causa de alguna enfermedad clínica. Los reptiles típicamente sobreviven por años con estos parásitos (Mader 2006).

El objetivo de esta investigación es determinar los valores hemáticos y la presencia de hemoparásitos en reptiles presentes en el Parque Zoológico Nacional de El Salvador y así enriquecer los conocimientos en el área de medicina de ectotermos (reptiles) ya que no se cuenta con un estudio científico previo en la determinación hematológica y presencia de hemoparásitos en reptiles a nivel nacional en el cual se incluyan los tres órdenes de los reptiles, los resultados son inéditos para El Salvador, los cuales servirán como una base de referencia que beneficiaran al Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales (MARN), Ministerio de Agricultura Ganadería (MAG), Parque Zoológico Nacional, Herpetarios,

colecciones privadas o personas interesadas en la cría y cuidado estas especies.

Los resultados obtenidos se compararon con valores hematológicos ya existentes en algunas especies de reptiles. Se reportó rangos hematológicos en cinco especies de quelonios no antes documentados: tortuga de bosque (*Rhinoclemmys pulcherrima*), tortuga de orejas amarillas (*Trachemys emolli*), tortuga verde o de líneas amarillas (*Trachemys venusta*), tortuga de manglar (*Staurotypus salvinii*) y tortuga candado (*Kinosternon scorpioides*), se registran los valores hematológicos en seis especies de reptiles: Cocodrilo americano (*Crocodylus acutus*), tortuga mordedora (*Chelydra serpentina*), pitón del nuevo mundo (*Loxocemus bicolor*), Chichicua (*Spilotes pullatus*), serpiente ratonera (*Senticolis triaspis*) y Zumbadora de cola roja (*Coluber [Masticophis] mentovarius*). Se encontró el hemoparásito *Hepatozoon* ssp. en cuatro especies de reptiles: *Loxocemus bicolor* (masacuata de hule), *Lampropeltis triangulum* (falso coral), *Senticolis triaspis* (serpiente ratonera) y *Pantherophis guttata* (serpiente de maíz). Actualmente no se encuentran registros que reporten la presencia de *Hepatozoon* ssp. en *Senticolis triaspis* y *Loxocemus bicolor*.

Materiales y métodos

El Parque Zoológico Nacional de El Salvador se encuentra ubicado en Final Calle Modelo, San Salvador, El Salvador con coordenadas 13°41'1.05"N y 89°11'42.95"O. (Fig. 1) cuenta con un área de 8.5 manzanas.

Especímenes estudiados

Las unidades experimentales de las cuales se tomó muestra fueron los reptiles presentes en la colección del Parque Zoológico Nacional cuyo total de unidades experimentales es de 110 individuos (Cuadro 1). Los reptiles del Parque Zoológico Nacional de El Salvador se encuentran divididos en dos áreas, en el herpetario se encuentran los ofidios culebras) e iguanas (saurios)

mientras que los cocodrilos y quelonios (tortugas) en recintos separados al aire libre. La alimentación en ofidios consiste en una dieta basada en pollitos y ratones o ratas, una vez por semana, las dietas en quelonios constan en lechuga, acelga, retoños de soya, pescado, pollo y carne en todas las especies; en iguanas su alimentación se basa en lechuga, acelga, retoños de soya, zanahoria y frutas varias ocasionalmente, mientras que las raciones alimenticias en cocodrilos se basan en pollo y carne. Se desconoce el estado de salud de los reptiles en estudio ya que no existen registros hematológicos previos y ante la anamnesis solamente los ofidios (serpientes) mostraron signos de anomalías en su salud.

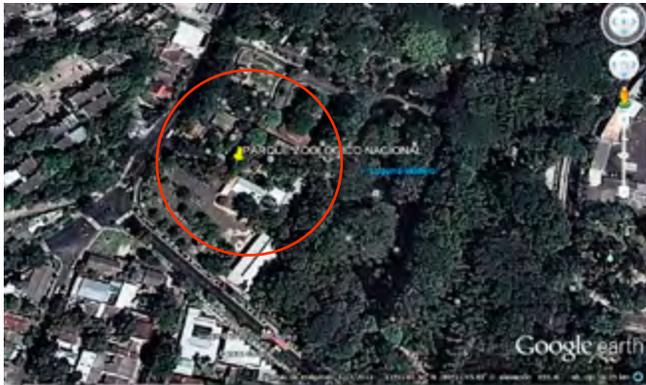


Figura 1. Mapa satelital del Parque zoológico nacional de El Salvador (Google Earth 2013)

Toma de muestra

El volumen de sangre en reptiles varía de 5.0% al 8.0% de su peso corporal y sólo puede extraerse el 10% del volumen total de sangre. (Stahl 2006). Se extrajo de cada ejemplar un mínimo de 0.3 ml, que es la cantidad de sangre requerida en reptiles para realizar un hemograma completo (Jenkins 2012).

En la toma de sangre en serpientes (Ofidios) y cocodrilos (Cocodrilianos) e iguanas (Saurios) el sitio de venopunción se realizó en la vena coccígea ventral. En tortugas (Quelonios) la punción se realizó en la

Cuadro 1. Unidades experimentales presentes en la colección del Parque Zoológico Nacional de las cuales se tomó muestras sanguíneas.

Nombre común	Nombre científico	Cantidad	Peso (Kg)
Tortuga lagarto o mordedora	<i>Chelydra serpentina</i>	1	3.17
Tortuga de bosque o pintada	<i>Rhinoclemmys pulcherrima</i>	20	0.45 - 0.90
Tortuga verde o de líneas amarillas	<i>Trachemys venusta</i>	16	1.36 - 2.26
Tortuga de orejas amarillas	<i>Trachemys emolli</i>	7	0.45 - 1.81
Tortuga de orejas rojas	<i>Trachemys scripta</i>	5	0.45 - 1.36
Tortuga de manglar	<i>Staurotypus salvinii</i>	2	0.58 - 1.08
Tortuga candado	<i>Kinosternon scorpioides</i>	3	0.28- 0.33
Lagarto americano	<i>Alligator mississippiensis</i>	1	70
Caimán de anteojos	<i>Caiman crocodilus</i>	1	45
Cocodrilo americano	<i>Crocodylus acutus</i>	2	0.45 -52
Iguana verde	<i>Iguana iguana</i>	8	0.68 - 2.72
Masacuata o boa	<i>Boa constrictor</i>	27	0.54 - 5.44
Pitón real	<i>Python regius</i>	2	0.90 - 1.81
Pitón indio	<i>Python molurus</i>	3	20.41 - 45.35
Pitón reticulado	<i>Python reticulatus</i>	1	27.21
Pitón carpeta	<i>Morelia spilota</i>	1	6.80
Pitón sangre	<i>Python brongersmai</i>	1	2.26
Pitón del nuevo mundo	<i>Loxocemus bicolor</i>	1	0.52
Chichicúa	<i>Spilotes pullatus</i>	1	0.74
Falso coral	<i>Lampropeltis triangulum</i>	2	0.28- 0.33
Ratonera	<i>Senticolis triaspis</i>	1	0.18
Serpiente de maíz	<i>Pantherophis guttata</i>	1	0.45
Serpiente rey	<i>Lampropeltis getula</i>	1	0.34
Zumbadora de cola roja	<i>Coluber (Masticophis) mentovarius</i>	1	0.36
Cobra monocelada	<i>Naja kaouthia</i>	1	1.04
Total	25	110	

vena coccígea dorsal por la facilidad del acceso, para evitar un mayor estrés o causarles daños a las tortugas (Fig. 2). Una vez localizada la vena, se desinfectó el área con alcohol al 70% y con las yemas de los dedos se hace presión negativa para que la extracción de sangre sea más eficiente. Posteriormente se realizó presión sobre el sitio de punción con una gasa empapada de yodo para desinfectar la zona y detener el posible sangrado.

Manejo de la muestra

El anticoagulante de elección para las muestras sanguíneas en reptiles fue la heparina ya que a diferencia del ácido etildiaminotetraacético (EDTA) no ocasiona una hemolización en los eritrocitos de ciertas especies de reptiles. Una vez recolectadas las muestras se depositaron en una hielera con Freeze pack para conservarlas en óptimas condiciones y procesarlas en el laboratorio en un lapso posterior no mayor de 4 horas después de tomada la muestra, que es el límite de viabilidad en reptiles (Molina 2001).

Fase de laboratorio

Las muestras fueron procesadas en el Centro de Investigación y Desarrollo en Salud (CENSALUD) mediante el protocolo de Natt y Herrick. Para la medición del hematocrito se utilizó el método estándar del microhematocrito y se estimó la hemoglobina dividiendo el hematocrito entre tres. A su vez se realizaron frotis sanguíneos a los cuales se les aplicó la tinción de Wright permitiendo hacer un conteo diferencial de leucocitos, conteo de trombocitos y determinación de hemoparásitos.



a



b



c



d

Figura 2. Toma de muestra en reptiles. En tortugas la vena coccígea dorsal (a). En serpientes (b), iguanas (c) y cocodrilos (d) se utilizó la vena coccígea ventral. Fotografías: Manuel Cortez.

Una vez finalizado el proceso de análisis de las muestras sanguíneas los resultados obtenidos fueron comparados con los parámetros normales ya establecidos en estudios anteriores en reptiles, a su vez se determinó la presencia o ausencia de hemoparásitos en dichas muestras procesadas.

Se determinó la cantidad de eritrocitos y leucocitos utilizando la cámara de Neubauer, con la solución de Natt y Herrick como diluyente. Para el conteo de eritrocitos se colocó una gota de la muestra diluida en una cámara de recuento y se dejó sedimentar durante uno a cinco minutos antes de realizar el recuento (Fig. 3). Se contaron los cuatro cuadrados de las esquinas y la cuadrícula central de la cámara para su cálculo se utilizó la siguiente fórmula:

Eritrocitos en 5 cuadrículas x 10000 = total de eritrocitos / μ l (Martínez *et al.* 2011)

Para el recuento de leucocitos se utilizó también la cámara de Neubauer y el diluyente de Natt y Herrick (Fig. 3). Para obtener los leucocitos/ μ l se contaron los leucocitos presentes en los 9 campos mayores de la cámara de Neubauer, para su cálculo se utilizó la siguiente fórmula

Leucocitos en 9 campos + 10% leucocitos contados x 200 = total de leucocitos/ μ l (Martínez *et al.* 2011).

Medición de hematocrito, hemoglobina VCM, HCM, CHCM

El hematocrito se determinó mediante el método estándar del microhematocrito, con una centrifugación a 12000 rpm (revoluciones por minuto), durante 5 minutos (Martínez *et al.* 2011).

La hemoglobina se determina utilizando el método de estimación el cual consiste en dividir el hematocrito entre un factor usualmente entre 3.0 y 3.3 en esta investigación el valor tomado fue el de 3.0 (McKenzie,

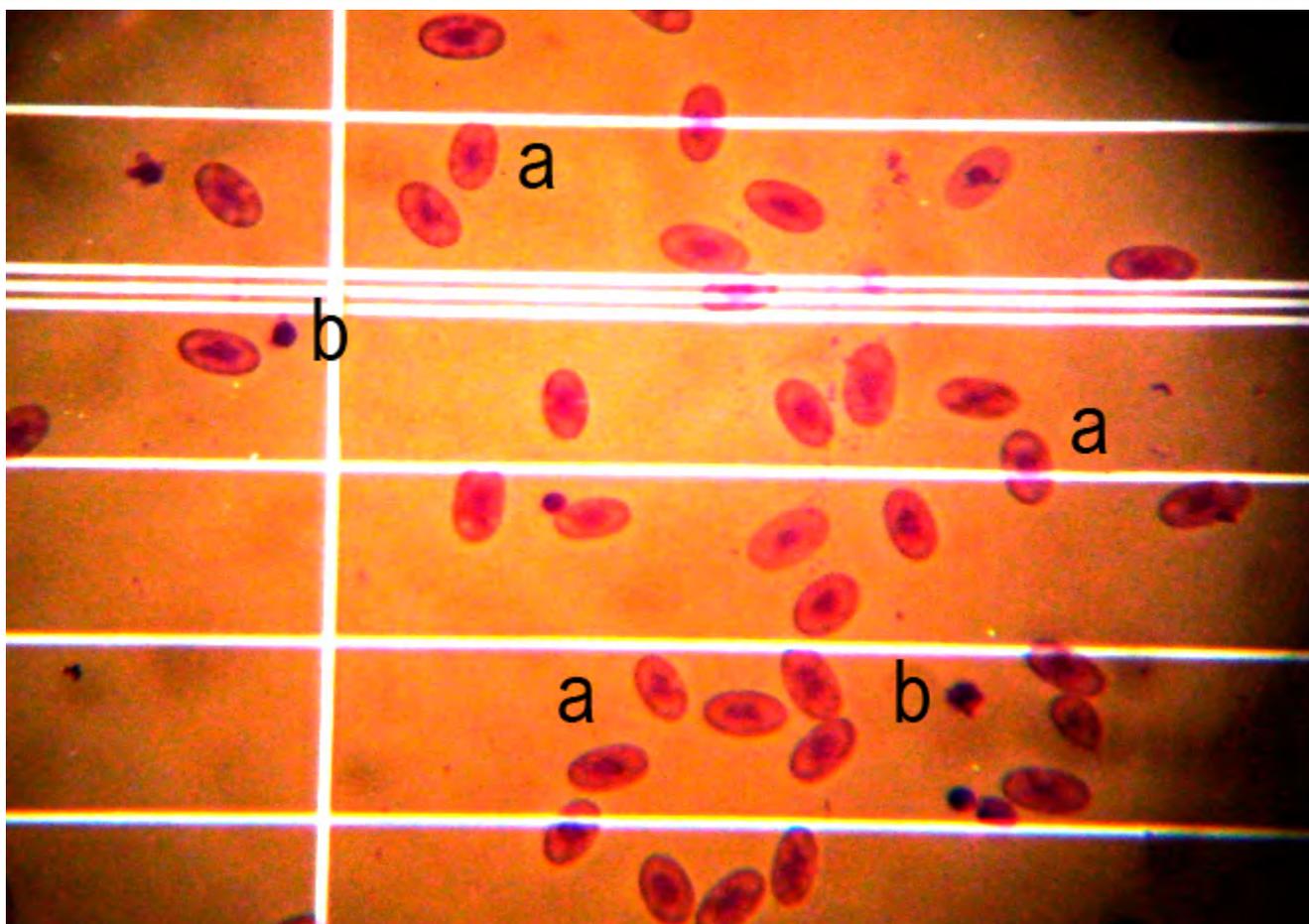


Figura 3. Eritrocitos (a) y leucocitos (b) presentes en cámara de Neubauer. Fotografía: Manuel Cortez.

2000) ya que es el valor utilizado en la metodología del Centro de Investigación y Desarrollo para la Salud (CENSALUD) para la estimación de hemoglobina

El volumen corpuscular medio (VCM), la concentración corpuscular media de hemoglobina (CCMH) y la hemoglobina corpuscular media (HCM), son índices que se pueden calcular, mediante el uso de las fórmulas estándar (Martínez *et al.* 2011), una vez se han obtenido la concentración de hemoglobina, el valor hematocrito y el número total de eritrocitos. $VCM (fl) = \text{Hematocrito } (\%) \times 10 / \# \text{ de eritrocitos}$; $HCM (pg) = \text{Hemoglobina} \times 10 / \# \text{ de eritrocitos}$;

$CHCM (mg/dl) = \text{Hemoglobina } (g / 100ml) \times 100 / \text{hematocrito}$ (Jacobson 2007).

Diferencial de leucocitos, determinación de hemoparásitos y conteo de trombocitos

Se realizó un frotis de gota fría se dejó secar y una vez seca la muestra se colocó la preparación en un soporte y se cubrió con el colorante de Wright, dejándolo por 5 minutos, posteriormente se añadió agua destilada hasta obtener un brillo metálico, dejando 10 minutos adicionales y finalmente se lavó con agua destilada y se dejó secar (Fig. 4).

Finalizada la preparación de la lámina, se colocó en el microscopio y con el objetivo 10X se revisó la calidad de la coloración y se inició la diferenciación de leucocitos (heterófilos, eosinófilos, basófilos, monocitos, linfocitos) contando 100 células totales y multiplicando por 100 el resultado para obtener el porcentaje de cada célula leucocitaria, paralelamente se realizó el conteo de trombocitos y la búsqueda de hemoparásitos presentes dentro de los glóbulos rojos de los reptiles (Fig. 5).

El recuento total de trombocitos se realizó mediante una estimación sobre la extensión sanguínea (frotis), durante el recuento diferencial de leucocitos. En reptiles con hematocrito comprendido entre un 40 % y un 50%, se procedió a contar el número de trombocitos en 5 campos y el resultado se multiplicó por 3500. Si el hematocrito difería de este margen se aplicó el siguiente factor de corrección (Martínez *et al.* 2011):

$$\text{Trombocitos por } \mu\text{l} = \frac{\% \text{ de hematocrito} \times 3500}{40\%} \times \# \text{ trombocitos en 5 campos}$$

Metodología estadística.

Para el análisis de la información obtenida de las 25 especies de reptiles (n=110) se utilizó un muestreo dirigido y métodos estadísticos descriptivos para el análisis de las variables a medir (hematocrito, hemoglobina, eritrocitos, VCM, HCM, CHCM, leucocitos, heterófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos, monocitos, azurófilos, trombocitos y presencia de hemoparásitos). El programa estadístico a utilizar fue SPSS info statistics.

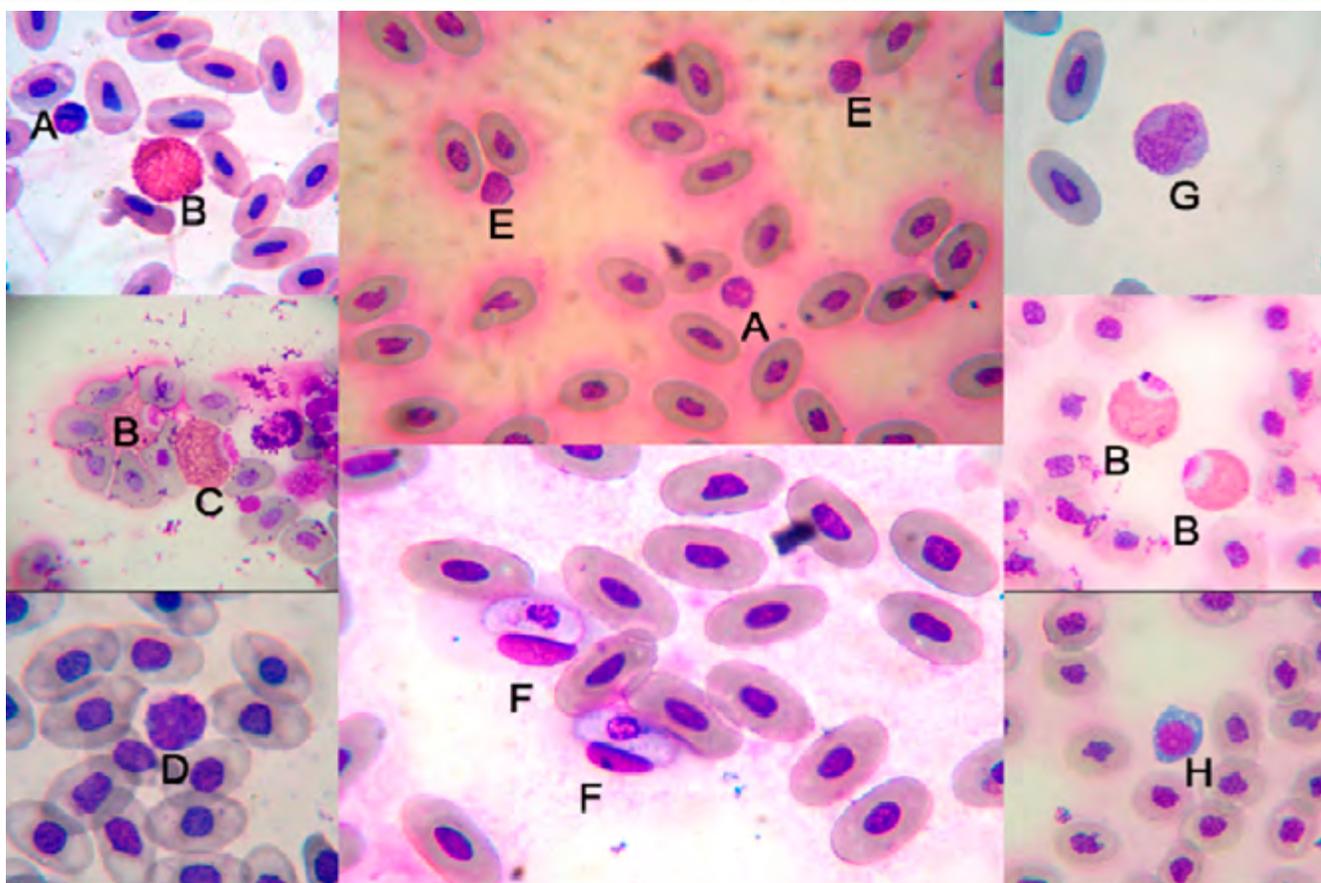


Figura 5. Diferentes células leucocitarias. a) Linfocitos, b) Heterófilos, c) Eosinófilos, d) Basófilos, e) Trombocitos, f) Hepatozoon ssp (hemoparásito); g) Monocitos, h) Azurófilos. Fotografías: Manuel Cortez.

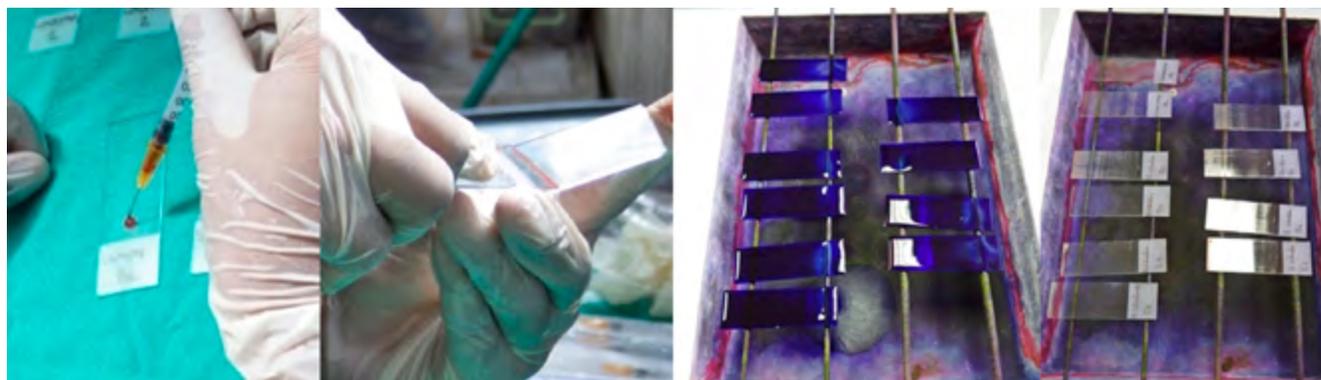


Figura 4. Procedimiento para realizar el frotis sanguíneo y su posterior coloración utilizando la tinción de Wright. Fotografía Manuel Cortez.

Resultados y discusión

Los resultados hematológicos al ser comparados con rangos de referencia establecidos (Molina, 2001; Mader (2006) Jacobson, 2007; Martínez *et al.*, 2011) pueden presentar alteraciones en sus valores. Estas anomalías se pueden manifestar en aumentos o disminuciones en los resultados del perfil hemático dando como consecuencia posibles repercusiones fisiológicas y patológicas en el paciente (Cuadro 2).

Los valores hematológicos de las siguientes especies de tortugas: *Kinosternon scorpioides* (Tortuga candado), *Staurotypus salvinii* (Tortuga de manglar), *Rhinoclemmys pulcherrima* (Tortuga de bosque), *Trachemys emolli* (Tortuga de orejas amarillas), *Trachemys venusta* (Tortuga verde), no pudieron ser comparados con rangos de referencia de otras investigaciones ya que actualmente no se encuentran registros de valores o rangos hematológicos para estas especies de tortugas. Los rangos obtenidos en esta investigación son inéditos, los cuales pueden ser utilizados para futuras investigaciones como una base de datos y de esta manera poder tener rangos de referencia estándar de cada especie (Cuadro 3).

Los resultados obtenidos en las siguientes especies de reptiles: *Chelydra serpentina*, *Caiman crocodilus*, *Crocodylus acutus*, *Crocodylus acutus*, *Loxocemus bicolor*, *Spilotes pullatus*, *Senticolis triaspis*, *Coluber [Masticophis] mentovarius*, no pudieron ser comparados ya que según la bibliografía consultada actualmente no se encuentran registros de valores o rangos hematológicos para estas especies de reptiles (Cuadro 4).

Cuadro 2. Alteraciones en el hemograma general y sus posibles repercusiones fisiológicas y patológicas.

	Aumento	Disminución
Hematocrito	Hemoconcentración □ Policitemia	Anemia, inanición
Hemoglobina	Deshidratación	Policromatofilia, inanición, anemia
Eritrocitos	Pre-hibernación Incremento en eritropoyetina Disminución del volumen de plasma (deshidratación) Hemoconcentración	Deshidratación, inanición, nutrición inadecuada, anemia, eritrolisis (autoinmune), hemoparásitos, hemorragia, post-hibernación, enfermedad crónica, Anemia no regenerativa, enfermedad renal, estrés.
VCM	Respuesta regenerativa	Policromasia
HCM	Anemia hipercrómica	Anemia hipocrómica
CHCM		Policromasia
Leucocitos	Hibernación, enfermedad renal crónica, enfermedad infecciosa, parasitosis, estrés, exposición a toxinas	Inmunodeficiencia
Heterófilo	Estivación, inflamación, enfermedad infecciosa, lesión tisular, estrés neoplasia, leucemia mieloide	Hibernación
Linfocitos	Estivación, inflamación, virus, Parásitos (espirongidiasis, anasakiasis, hematozoa), neoplasias linforeticulares	Hibernación, mal nutrición Inmunosupresión (rinitis crónica), ambiente adverso, iatrogénico
Eosinófilos	Hibernación, Parasitación interna Respuesta inmune (fagocitosis de inmunocomplejos en quelonios) Enfermedad autoinmune	Estivación
Basófilos	Parasitosis sanguíneos, enfermedad infecciosa, infección por virus <i>Pirhemoociton</i> , Iridovirus	
Monocitos	Enfermedad crónica, granulomas bacterianos, trematodos (spirochidos), enfermedad infecciosa, cambios antigénicos, clamidiasis	
Azurófilos	Inflamación, infección, parasitismo, hemoparásitos (<i>Hepatozoon</i> , <i>Karyolusus</i>), respuesta inflamatoria ante parásitos	
Trombocitos	Hemorragias, infecciones bacterianas (fagocitosis de bacterias y restos eritrocitarios)	Enfermedades mieloproliferativas, anemias graves

Cuadro 3. Resultados hematológicos en cinco especies de tortugas

Hematología	<i>Kinosternon scorpioides</i> (Tortuga candado)	<i>Staurotypus salvinii</i> (Tortuga de manglar)	<i>Rhinoclemmys pulcherrima</i> (Tortuga de bosque)	<i>Trachemys emolli</i> (Tortuga de orejas amarillas)	<i>Trachemys venusta</i> (Tortuga verde)
Hematocrito (%)	23 – 28	18 – 22	13 – 34	16 – 24	17 – 34
Hemoglobina (g/dl)	7.6 – 9.3	6 – 7.3	4,30 – 11.33	5.3 – 8	5.6 – 11.33
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	2.41 – 2.94	1,89 – 2.31	1.36 – 3.57	1.68 – 2.5	1.78 – 3.57
VCM (fl)	95.83 – 96.55	94.73 – 95.67	92.85 – 97.14	94.11 – 96	95 – 97.14
HCM (pg)	31.66 – 32.06	31.57 – 31.81	30.71 – 32.37	31.11 – 32	31.42 – 32.37
CHCM (g/dl)	33.04 – 33.21	33.18 – 33.33	33 – 33.33	32.94 – 33.33	33 – 33.33
Leucocitos (x10 ³ /μl)	10.34 – 12.76	13.86 – 14.96	9.46 – 12.76	9.24 – 13.64	8.8 – 13.64
Heterófilos (%)	48 – 54	44 – 52	42 – 56	47– 57	41– 56
Linfocitos (%)	38 – 42	38 – 45	32– 48	32 – 43	33 – 50
Eosinófilos (%)	0 – 3	0 – 3	0 – 4	0 – 4	0 – 4
Basófilos (%)	0 – 6	0 – 8	0 – 8	0 – 7	0 – 8
Monocitos (%)	0 – 2	0– 2	0 – 2	0 – 2	0 – 2
Azurófilos (%)	0	0	0	0	0
Trombocitos (trombocito/ μl)	28175 – 31850	29925 – 34913	15400 – 38675	22400 – 37800	20825–44625

Los valores de hematocrito y hemoglobina se encuentran dentro de los parámetros establecidos (Cuadro 4). Según los resultados obtenidos los niveles de eritrocitos en algunas especímenes de tortuga de orejas rojas (*Trachemys scripta*) son superiores a algunos rangos establecidos (Cuadro 5), lo cual podría ser indicativo de una deshidratación o un incremento de eritropoyetina (Jacobson 2007); pero según Mader (2006) los rangos en eritrocitos en tortugas de orejas rojas (*Trachemys scripta*) están dentro de los parámetros

permitidos. Los niveles de VCM y HCM varían en comparación a cada autor (Cuadro 4) esto puede deberse a que cada autor utilizó formulas diferentes para determinar dichas constantes; para este estudio se utilizó las formulas empleadas por Jacobson 2007. Los valores de leucocitos se encuentran dentro de los parámetros citados (Cuadro 5).

Respecto a los valores de heterófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos, y monocitos cada autor (Cuadro 5) muestra sus propios rangos por lo que

no se puede efectuar una comparación precisa por lo que se reportan estos datos como referencia para futuras investigaciones. Se reportan valores trombocitos en tortugas de orejas rojas (*Trachemys scripta*) los cuales no pudieron ser comparados ya que ninguno de los autores consultados (Molina, 2001; Mader 2006 Martínez, 2007; Jenkins, 2013) presento rangos de referencia.

Cuadro 4. Resultados obtenidos en diferentes especies de reptiles del Parque Zoológico Nacional, El Salvador.

Unidades	%	(g/dl)	x10 ⁶ /μl	fl	pg	g/dl	x10 ³ /μl	%	%	%	%	%	%	tromb./μl
N. científico	Hto	Hb	Erit.	VCM	HCM	CHCM	Leu.	Hete.	Linf.	Eosi.	Baso.	Mon.	Azu.	Tromb.
<i>Chelydra serpentina</i>	31	7	2,2	94,5	31,8	33,33	12,76	48	37	4	8	3	0	29400
<i>Caiman crocodilus (juvenil)</i>	31	10,33	3,25	96,9	32,3	33,28	7,92	51	39	3	3	1	3	29838
<i>Crocodylus acutus (neonato)</i>	23	7,6	2,41	95,8	31,7	33,04	10,34	54	37	2	2	1	4	22138
<i>Crocodylus acutus</i>	30	10	3,15	96,8	32,3	33,33	7,26	51	39	2	3	1	4	36750
<i>Loxocemus bicolor</i>	31	10,3	3,25	96,9	32,2	33,22	17,82	43	31	4	6	1	15	32550
<i>Spilotes pullatus</i>	34	11,3	3,57	97,1	32,3	33,33	10,56	45	39	3	6	2	5	35700
<i>Senticolis triaspis</i>	23	7,6	2,41	95,8	31,7	33,04	16,06	41	34	4	7	1	13	28175
<i>Coluber [Masticophis] mentovarius</i>	28	9,3	2,94	96,6	32,1	33,21	12,76	41	38	4	9	2	6	34300

Cuadro 5. Rangos de referencia en Tortuga de orejas rojas (*Trachemys scripta*)

Hematología	(Molina 2001)	(Mader 2006)	(Martínez 2007)	(Jenkins 2013)	(Cortez 2014)
Hematocrito (%)	12-26	16-47	12-26	25-33	16 - 23
Hemoglobina (g/dl)	5.8-8.9	8.0	5.9-8.9	8.0	5,30 - 7,60
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	0.37-0.78	0.3-3.3	0.37-0.78	0.3-0.8	1,68 - 2,41
VCM (fl)	N/D	179-1000	N/D	N/D	94,11 - 95,83
HCM (pg)	N/D	95-308	N/D	N/D	31,17 - 33,15
CHCM (g/dl)	N/D	31	N/D	N/D	33,00 - 33,15
Leucocitos (x10 ³ /μl)	9.7	3.5-25.5	9.7	3.2-25.5	9,46 - 14,52
Heterófilos (%)	34	N/D	34	36	46 - 51
Linfocitos (%)	39.5	N/D	39.5	24	35 - 45

N/D= No disponible.

Los niveles de hematocrito y hemoglobina de algunas especímenes de masacuatas (*Boa constrictor*) se mostraron por debajo de los rangos de referencia (Cuadro 6), los valores reportados en algunas especies son inferiores al 15% lo cual indica un estado anémico (Martínez 2007). Los valores de eritrocitos de algunas especies de masacuatas (*Boa constrictor*) se reportaron por encima de los rangos establecidos por Molina, 2001; Mader, 2006; Martínez, 2007; Jenkins, 2013; indicando un posible grado de deshidratación o un incremento de eritropoyetina (Jacobson 2007); mientras que solamente en Lopes, 2009; nos demuestra que todas los especímenes de masacuatas (*Boa constrictor*) están dentro de los valores normales. Los niveles de VCM y HCM varían en comparación a cada autor (Molina, 2001; Mader, 2006; Martínez, 2007; Lopes, 2009; Jenkins, 2013) esto puede deberse a las diferentes fórmulas que utilizaron para determinar dichas constantes: en esta investigación se utilizaron las formulas empleadas por Jacobson 2007. Los valores de CHCM de los resultados obtenidos y los rangos citados (Cuadro 6) están dentro de los rangos comparados. Comparando los rangos de referencia de leucocitos con los resultados obtenidos en la población de masacuatas (*Boa constrictor*) los niveles de leucocitos están por encima de los rangos establecidos (Cuadro 6). Los niveles de heterófilos, linfocitos, basófilos y azurófilos obtenidos en la investigación al ser comparados con los rangos de referencia (Cuadro 6) están dentro de los valores establecidos. En resultados obtenidos de eosinófilos comparado con los cinco autores citados se muestran con niveles superiores lo cual puede ser indicativo de una parasitosis, inflamación, o inmunosupresión (Martínez 2007) se recomienda realizar un examen coprológico para descartar o confirmar la presencia parásitos (Mader 2002). Los niveles de monocitos en algunas especies de masacuatas (*Boa constrictor*) y de los rangos citados (Cuadro 6) esto podría indicar una enfermedad crónica, granulomas bacterianos, trematodos, enfermedad infecciosa, cambios antigénicos o Clamidirosis (Martínez 2007). Se reportan rangos de trombocitos en masacuata (*Boa constrictor*) los cuales no pudieron ser comparados ya que ninguno de los autores consultados (Molina, 2001; Mader, 2006; Martínez, 2007; Lopes, 2009; Jenkins, 2013) presento rangos de referencia para masacuata (*Boa constrictor*).

Cuadro 6. Rangos de referencia de y resultados obtenidos en Masacuata (*Boa constrictor*)

Hematología	(Molina 2001)	(Mader 2006)	(Martínez 2007)	(Lopes 2009)	(Jenkins 2013)	(Cortez 2014)
Hematocrito (%)	24-40	21-40	24-40	23.6	20-40	12 - 38
Hemoglobina □ (g/dl)	N/D	3.3-15.3	N/D	9.82	3.3-15.3	4 - 12,60
Eritrocitos □ (10 ⁶ /μl)	1.0-2.5	1.0-2.5	1.0-2.5	4.87	1.0-2.5	1,26 - 4
VCM (fl)	N/D	159-625	N/D	49.34	N/D	92,30 - 97,43
HCM (pg)	N/D	85-208	N/D	19.59	N/D	30,71 - 32,14
CHCM (g/dl)	N/D	21-42	N/D	32.82	N/D	33 - 33,33
Leucocitos □ (x10 ³ /μl)	4.0-10	4.0-10	4.0-10	3.35	4-10	6,38 - 14,74
Heterófilos (%)	20-50	20-65	20-50	N/D	20-65	34 - 52,
Linfocitos (%)	10-60	10-60	10-60	N/D	10-60	21 - 48
Eosinófilos (%)	0-3	0-3	0-3	N/D	0-3	4 - 7
Basófilos (%)	0-20	0-20	0-20	N/D	0-20	3 - 18
Monocitos (%)	0-3	0-3	0-3	N/D	0-3	0 - 4
Azurófilos (%)	0-15	1.5	N/D	N/D	0-6	2 - 7
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/D	N/D	N/D	N/D	N/D	11375 - 53200

Los resultados obtenidos en los pitones reales (*Python regius*) al ser comparados con los rangos de referencia (Cuadro 7) se encuentran dentro de los rangos establecidos a excepción de los valores de VCM y HCM los cuales varían en comparación a Mader (2006) esto puede deberse a que en este estudio se utilizó formulas diferentes para determinar dichas constantes; en esta investigación se utilizaron las formulas empleadas por Jacobson 2007. Se reportan valores de trombocitos en pitón real (*Python regius*) los cuales no pudieron ser comparados ya que ninguno de los autores consultados (Molina, 2001; Mader, 2006; Martínez, 2007; Jenkins, 2013) presento rangos de referencia para pitón real (*Python regius*).

Cuadro 7. Datos de referencia y resultados obtenidos en Pitón real (*Python regius*)

Hematología	(Molina 2001)	(Mader 2006)	(Martínez 2007)	(Jenkins 2013)	(Cortez 2014) A	(Cortez 2014) B
Hematocrito (%)	10.5-28	16-21	25-40	16-21	27	29
Hemoglobina (g/dl)	N/D	5.5-7.9	N/D	5.5-7.9	9	9.6
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	6.0-12	3.0-13	6.0-12	3.0-13	2.83	3
VCM (fl)	N/D	211-540	N/D	N/D	96.4	96.7
HCM (pg)	N/D	82-139	N/D	N/D	32.1	32.2
CHCM (g/dl)	N/D	25-40	N/D	N/D	33.33	33.1
Leucocitos (x10 ³ /μl)	4.0-10	7.9-16.4	6.0-12	7.9-16.4	11.22	10.78
Heterófilos (%)	40-82	56-67	20-50	56-67	47	46
Linfocitos (%)	10-60	17-21	10-60	7-21	41	42
Eosinófilos (%)	0-3	N/D	0-3	N/D	3	3
Basófilos (%)	0-10	0-2	0-10	0-2	5	4
Monocitos (%)	0 - 3	0-1	0-3	0-1	1	0
Azurófilos (%)	0-15	12-22	0-20	12-22	3	5
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/D	N/D	N/D	N/D	28350	40600

Los valores de hematocrito y hemoglobina reportados en esta investigación están dentro del rango establecido por Mader (2006). Los niveles de eritrocitos de los pitones indios (*Python molurus*) se reportaron por encima de los rangos establecidos (Cuadro 8) esto indica un posible grado de deshidratación o un incremento de eritropoyetina (Jacobson 2007). Se reportan rangos de VCM, HCM, CHCM en pitones indios (*Python molurus*) los cuales no pudieron ser comparados ya que ninguno de los autores consultados (Molina, 2001; Mader, 2006; Martínez, 2007; Jenkins, 2013) presento rangos de referencia en la especie mencionada. Los valores de los leucocitos obtenidos en esta investigación al ser comparados con los rangos de referencia (Cuadro 8) se muestran por encima del rango normal esto indica algún tipo de patología en la salud de los pitones indios (Martínez 2007).

Los niveles de heterófilos y linfocitos obtenidos en la investigación al ser comparados con Mader (2006)

Cuadro 8. Resultados en Pitón Indio (*Python molurus*) y rangos de referencia en Pitón Indio (*Python molurus*)

Hematología	(Mader 2006)	(Cortez 2014)
Hematocrito (%)	25-40	32 - 38
Hemoglobina (g/dl)	6-12	10,60 - 12,30
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	1.0-2.5	3,36 - 4
VCM (fl)	N/D	96,96 - 97,83
HCM (pg)	N/D	30,76 - 32,35
CHCM (g/dl)	N/D	31,57 - 33,33
Leucocitos (x10 ³ /μl)	6-12	10,34 - 18,04
Heterófilos (%)	20-80	26 - 38
Linfocitos (%)	10-60	34 - 41
Eosinófilos (%)	0-3	3 - 4
Basófilos (%)	0-3	10 -18
Monocitos (%)	0-3	1 - 7
Azurófilos (%)	N/D	6 - 8
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/D	31763 - 46550

están dentro de los rangos establecidos. Los niveles de eosinófilos obtenidos al ser comparados con el rango establecido por Mader (2006) se muestran ligeramente alterado esto puede ser indicativo de una parasitosis, inflamación, o inmunosupresión (Martínez 2007). Los niveles de los basófilos se muestran superiores comparado con el rango establecido por Mader (2006) esto puede deberse a una infección crónica, parásitos en la sangre o infección por un virus (Martínez 2007). Los monocitos están por encima de los rangos establecidos, lo que puede indicar parasitosis sanguíneos, granulomas bacterianos, trematodos (spirochidos), enfermedad infecciosa, cambios antigénicos o Clamidirosis (Molina 2002). Los valores de azurófilos y trombocitos no pudieron ser comparados ya que Mader (2006) no reporto rangos de referencia para pitón indio (*Python molurus*).

Los resultados obtenidos en pitón carpeta (*Morelia spilota*) al ser comparados con Mader (2006) se encuentran dentro de los rangos establecidos (Cuadro 9). Se reportan valores de VCM, HCM, CHCM y trombocitos en pitón carpeta (*Morelia spilota*) los cuales no pudieron ser comparados ya que Mader (2006) no reporto rangos de referencia para el pitón carpeta (*Morelia spilota*).

Los valores obtenidos en el hematocrito, hemoglobina, CHCM y leucocitos en Pitón Reticulado (*Python reticulatus*) al ser comparados con los rangos de referencia (Cuadro 10) se encuentran dentro de los rangos establecidos. Los niveles de VCM y HCM varían en comparación a Mader (2006) esto puede deberse a que en esta investigación se utilizaron las formulas empleadas por Jacobson 2007. Se reportan valores de heterófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos, monocitos, azurófilos y trombocitos en Pitón Reticulado (*Python reticulatus*) los cuales no pudieron ser comparados ya que Mader (2006) Martínez, 2007; Lopes, 2009; Jenkins, 2013) no reporto rangos de referencia para el pitón Reticulado (*Python reticulatus*)

Cuadro 9. Rangos de referencia y resultado obtenido en Pitón carpeta (*Morelia spilota*)

Hematología	(Mader 2006)	(Cortez 2014)
Hematocrito (%)	23-37	23
Hemoglobina (g/dl)	4 - 15.5	7.6
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	1.2 – 2.5	2.41
VCM (fl)	N/D	96.8
HCM (pg)	N/D	31.3
CHCM (g/dl)	N/D	33.04
Leucocitos (x10 ³ /μl)	6 – 12	11.66
Heterófilos (%)	20 – 80	47
Linfocitos (%)	10 – 60	34
Eosinófilos (%)	0 – 3	4
Basófilos (%)	0 – 10	8
Monocitos (%)	0 – 3	2
Azurófilos (%)	0 – 5	5
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/A	28175

Cuadro 10. Rangos de referencia y resultado obtenido en Pitón Reticulado (*Python reticulatus*)

Hematología	(Mader 2006)	(Cortez 2014)
Hematocrito (%)	17-35	31
Hemoglobina (g/dl)	5.2-30	10.3
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	0.4-1.3	1.26
VCM (fl)	176-428	98.7
HCM (pg)	78-86	32.2
CHCM (g/dl)	29-45	33.22
Leucocitos (x10 ³ /μl)	1.8-17.7	11.22
Heterófilos (%)	N/D	44
Linfocitos (%)	N/D	40
Eosinófilos (%)	N/D	3
Basófilos (%)	N/D	6
Monocitos (%)	N/D	1
Azurófilos (%)	N/D	6
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/D	32550

En los resultados obtenidos el hematocrito, leucocitos, heterófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos y monocitos en el pitón sangre (*Python brongersmai*) al ser comparados se encuentran dentro de los rangos establecidos (Cuadro 11). Los niveles de los eritrocitos en Pitón sangre (*Python brongersmai*) son superiores al de los rangos establecidos por Mader (2006) lo cual podría ser indicativo de una deshidratación o un incremento de eritropoyetina (Jacobson 2007). Se reportan valores de hemoglobina, VCM, HCM, CHCM, azurófilos y trombocitos en pitón sangre (*Python brongersmai*) los cuales no pudieron ser comparados ya que Mader (2006) no presenta rangos de referencia para el pitón sangre (*Python brongersmai*)

Cuadro 11. Rangos de referencia y resultado obtenido en Pitón sangre (*Python brongersmai*)

Hematología	(Mader 2006)	(Cortez 2014)
Hematocrito (%)	21 – 40	33
Hemoglobina (g/dl)	N/D	11
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	1.2 – 2.5	3.46
VCM (fl)	N/D	97.05
HCM (pg)	N/D	32.35
CHCM (g/dl)	N/D	33.33
Leucocitos (x10 ³ /μl)	6 – 12	12.1
Heterófilos (%)	20 – 80	44
Linfocitos (%)	10 – 60	36
Eosinófilos (%)	0 – 3	2
Basófilos (%)	0 – 10	9
Monocitos (%)	0 – 3	1
Azurófilos (%)	N/D	8
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/D	43313

Los resultados obtenidos en el hematocrito, hemoglobina, CHCM y leucocitos en la serpiente de maíz (*Pantherophis guttata*) al ser comparados con los rangos de Mader (2006) (Cuadro 12) se encuentran dentro de los rangos establecidos. Los niveles de eritrocitos en serpiente de maíz (*Pantherophis guttata*) son superiores al rango establecido por Mader (2006); lo cual podría ser indicativo de una deshidratación o un incremento de eritropoyetina (Jacobson 2007). Los valores de VCM y HCM varían en comparación a Mader (2006) esto puede deberse a que en esta investigación se utilizaron las formulas empleadas por Jacobson (2007, 2014); esta investigación utilizó las formulas empleadas por Jacobson (2007). Se reportan valores de heterófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos, monocitos, azurófilos y trombocitos en la serpiente de maíz (*Pantherophis guttata*) los cuales no pudieron ser comparados ya que Mader (2006) no reportó rangos de referencia para la serpiente de maíz (*Pantherophis guttata*)

Cuadro 12. Rangos de referencia y resultado obtenido en Serpiente de maíz (*Pantherophis guttata*)

Hematología	(Mader 2006)	(Cortez 2014)
Hematocrito (%)	21-52	24
Hemoglobina (g/dl)	9.7-13.5	8
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	0.6-1.86	2.52
VCM (fl)	170-403	96
HCM (pg)	110-143	32
CHCM (g/dl)	32-40	33.33
Leucocitos (x10 ³ /μl)	0.4-31.4	16.5
Heterófilos (%)	N/D	47
Linfocitos (%)	N/D	31
Eosinófilos (%)	N/D	3
Basófilos (%)	N/D	8
Monocitos (%)	N/D	2
Azurófilos (%)	N/D	9
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/D	37800

Los resultados obtenidos del falso coral (*Lampropeltis triangulum*), en hematocrito, hemoglobina, CHCM y leucocitos al ser comparados con los rangos de referencia de Mader (2006) se encuentran dentro de los rangos establecidos (Cuadro 13). Los niveles de eritrocitos son superiores al de los rangos establecidos, lo cual podría ser indicativo de una deshidratación o un incremento de eritropoyetina (Jacobson 2007), mientras que en la otra especie de falso coral (*Lampropeltis triangulum*) el valor obtenido está dentro del rango de referencia. Los niveles de VCM y HCM varían en comparación a cada autor citado sitio puede deberse a que cada autor utilizó formulas diferentes para determinar dichas constantes; en esta investigación se utilizaron las formulas empleadas por Jacobson (2007). Los valores de los resultados obtenidos de heterófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos, monocitos, azurófilos y trombocitos no pudieron ser comparados ya que Mader (2006) no reportó rangos de referencia para el falso coral (*Lampropeltis triangulum*).

Los resultados obtenidos en el hematocrito, hemoglobina, eritrocitos VCM y leucocitos de la serpiente rey (*Lampropeltis getula*) al ser comparados con Mader (2006); se encuentran dentro de los rangos establecidos (Cuadro 14). Se reportan valores de HCM, CHCM, heterófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos, monocitos, azurófilos y trombocitos los cuales no pudieron ser comparados ya que Mader, (2006) no reportó rangos de referencia para la serpiente rey (*Lampropeltis getula*)

Los resultados hematológicos en la Cobra monocelada (*Naja kaouthia*) al ser comparados con los valores de referencia dados por Salakij *et al.* (2002) se muestran superiores a los valores de referencia expuesto por dicho autor a excepción del HCM, Linfocitos y azurófilos que están disminuidos en comparación a los valores establecidos (Cuadro 15) eso nos puede indicar varias alteraciones en la salud del paciente muy marcada (ver Cuadro 2.)

Cuadro 13. Rangos de referencia y resultados obtenido en Falso coral (*Lampropeltis triangulum*)

Hematología	(Mader 2006)	(Cortez 2014) A	(Cortez 2014) B
Hematocrito (%)	8-48	23	18
Hemoglobina (g/dl)	6.9 - 11.9	7.6	6
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	0.5 - 2	2.41	1.89
VCM (fl)	135 - 615	95.8	94.7
HCM (pg)	89 -164	31.7	31.6
CHCM (g/dl)	29 - 45	33.04	33.33
Leucocitos (x10 ³ /μl)	1.2- 39	11.66	12.1
Heterófilos (%)	N/D	49	44
Linfocitos (%)	N/D	38	37
Eosinófilos (%)	N/D	2	3
Basófilos (%)	N/D	6	4
Monocitos (%)	N/D	1	1
Azurófilos (%)	N/D	4	10
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/D	28175	17325

Cuadro 14. Rangos de referencia y resultados obtenido en Serpiente rey (*Lampropeltis getula*)

Hematología	(Mader 2006)	(Cortez 2014)
Hematocrito (%)	39 (12-45)	30
Hemoglobina (g/dl)	N/D	10
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	2.65 (0.35 -14)	3.15
VCM (fl)	318 (28-500)	96.8
HCM (pg)	N/D	32.3
CHCM (g/dl)	N/D	33.33
Leucocitos (x10 ³ /μl)	12 (1- 42)	10.56
Heterófilos (%)	N/D	48
Linfocitos (%)	N/D	39
Eosinófilos (%)	N/D	3
Basófilos (%)	N/D	5
Monocitos (%)	N/D	2
Azurófilos (%)	N/D	3
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/D	42000

Cuadro 15. Rangos de referencia y resultado obtenido en Cobra monocelada (*Naja kaouthia*)

Hematología	(Salakij <i>et al.</i> 2002)	(Cortez 2014)
Hematocrito (%)	21.2	21
Hemoglobina (g/dl)	6.5	7
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	0.61	2.2
VCM (fl)	362.7	95.5
HCM (pg)	110.1	31.8
CHCM (g/dl)	30.5	33.33
Leucocitos (x10 ³ /μl)	14.31	16.06
Heterófilos (%)	44	51
Linfocitos (%)	66.9	21
Eosinófilos (%)	1.1	5
Basófilos (%)	0	10
Monocitos (%)	1.2	4
Azurófilo (%)	26.1	6
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/D	25725

Los resultados obtenidos en los valores de hematocrito, hemoglobina y CHCM se encuentran dentro de los parámetros establecidos (Molina, 2001; Mader, 2006; Martínez, 2007; Padilla, 2011). Los niveles de eritrocitos en algunas especies de iguana verde (*Iguana iguana*) son superiores al de los rangos establecidos (Cuadro 16), lo cual podría ser indicativo de una deshidratación o un incremento de eritropoyetina (Jacobson 2007). Los valores de VCM y HCM varían en comparación a los rangos de cada autor (cuadro 16), puede deberse a que cada autor utilizó formulas diferentes para determinar dichas constantes; en esta investigación se utilizaron las formulas empleadas por Jacobson (2007). Los resultados obtenidos en los valores de leucocitos, heterófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos y monocitos se encuentran dentro de los parámetros de algunos autores citados (Cuadro 16). Los valores de azurófilos incrementados al ser comparado con los rangos establecidos (Cuadro 16), esto puede estar asociado a inflamación e infección, así como a parasitismo. En lagartos parasitados con el hemoprotozo *Karyolysus* y en serpientes con *Hepatozoon* se ha descrito azurofilia, posiblemente relacionada con la respuesta inflamatoria frente a los parásitos. Se reportan rangos de trombocitos los cuales no pudieron ser comparados ya no se reportaron rangos de referencia (Cuadro 16) en iguana verde (*Iguana iguana*).

Cuadro 16. Rangos de referencia y rangos encontrados en Iguana verde (*iguana iguana*)

Hematología	(Molina 2001)	(Mader 2006)	(Martínez 2007)	(Lopes 2009)	(Jenkins 2013)	(Cortez 2014)
Hematocrito (%)	38.5-48.8	25-38	25-38	37	30-45	31 - 40
Hemoglobina (g/dl)	8.6-11.7	6.0-10	6-10	9.6	6-12.2	10,33 - 13,33
Eritrocitos (10 ⁶ /μl)	1.3-1.7	1.0-2.0	1.0-2.0	1.5	1.5-3.5	3,25 - 4,20
VCM (fl)	N/A	165-305	N/D	271.2	N/D	92,22 - 97,36
HCM (pg)	N/A	48-78	N/D	80.4	N/D	31,73 - 32,37
CHCM (g/dl)	N/A	20-38	N/D	28.0	N/D	33,14 - 33,32
Leucocitos (x10 ³ /μl)	1.7-11.6	3-10	3-10	10.8	3-14	10,78 - 14,52
Heterófilos (%)	20-29	35-52	35-52	N/D	20-65	54 - 58
Linfocitos (%)	33-61	25-55	25-55	N/D	10-60	32 - 37
Eosinófilos (%)	0-3	0-3	0-3	N/D	0-1	1- 3
Basófilos (%)	5-11	0-5	0-5	N/D	0-20	2 - 5
Monocitos (%)	0-3	0-1	0-1	N/D	0-3	0 - 4
Azurófilos (%)	N/D	N/D	0-2	N/D	N/D	2 - 4
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/D	N/D	N/D	N/D	N/D	39200 - 56000

Los valores de hematocrito, hemoglobina y leucocitos se encuentran dentro de los parámetros establecidos (Cuadro 17). Los niveles de eritrocitos en lagarto americano (*Alligator mississippiensis*) es superior a los rangos establecidos, lo cual podría ser indicativo de una deshidratación o un incremento de eritropoyetina (Jacobson 2007). Los valores de VCM, HCM, CHCM, heterófilos, linfocitos, eosinófilos, basófilos, monocitos azurófilos y trombocitos no pudieron ser comparados ya que ninguno de los autores (Molina, 2001; Mader, 2006; Martínez, 2007; Padilla, 2011) presento rangos de referencia (Cuadro 17).

Cuadro 17. Rangos de referencia y resultado obtenido en Lagarto americano (*Alligator mississippiensis*)

Hematología	(Molina 2001)	(Mader 2006)	(Martínez 2007)	(Padilla 2011)	(Cortez 2014)
Hematocrito (%)	18-28	12-40	18-28	20-35	32
Hemoglobina (g/dl)	3.5-11.3	3.7-11.6	3.5-11.3	N/D	10.66
Eritrocitos ($10^6/\mu\text{l}$)	0.6-1.48	0.23-1.29	0.6-1.48	0.61-1.48	3.36
VCM (fl)	N/D	230-1174	N/D	N/D	97
HCM (pg)	N/D	58-370	N/D	N/D	32.3
CHCM (g/dl)	N/D	18-65	N/D	N/D	33.1
Leucocitos ($\times 10^3/\mu\text{l}$)	3.5-11.3	1.8-29	6.4-10.2	54.7	7.26
Heterófilos (%)	N/D	N/D	N/D	23.9	53
Linfocitos (%)	N/D	N/D	N/D	N/D	39
Eosinófilos (%)	N/D	N/D	N/D	10.4	2
Basófilos (%)	N/D	N/D	N/D	12.7	3
Monocitos (%)	N/D	N/D	N/D	0.7	1
Azurófilos (%)	N/D	N/D	N/D	N/D	2
Trombocitos (trombocito/ μl)	N/D	N/D	N/D	N/D	25200

Como resultado en la identificación de hemoparásitos de las 110 especies de reptiles que formaron parte de este estudio solamente cuatro de ellas se diagnosticaron positivas a la presencia de hemoparásitos a pesar que ocho especies de los 110 reptiles en estudio presentaron ectoparásitos (garrapatas) ya que generalmente los hemoparásitos protozoarios requieren de invertebrados como hospedadores intermediarios, entre ellos los artrópodos o anélidos los cuales cumplen la función de vectores (Jacobson 2007). En esta investigación solamente se reportó la presencia del hemoparásito *Hepatozoon* ssp. (Figura 6) en *Loxocemus bicolor* (pitón del nuevo mundo), *Lampropeltis triangulum* (falso coral), *Senticolis triaspis* (serpiente ratonera) y *Pantherophis guttata* (serpiente de maíz)

Cuadro 18. Resultado de hemoparásitos y presencia de ectoparásitos (vector) en reptiles de la colección del herpetario del Parque Zoológico Nacional, El Salvador.

N. científico	Nombre común	Presencia Ectoparásito	Presencia <input type="checkbox"/> Hemoparásito
<i>Python molurus</i>	Pitón indio	Si	Negativo
<i>Morelia spilota</i>	Pitón carpeta	Si	Negativo
<i>Loxocemus bicolor</i>	Pitón nuevo mundo	Si	<i>Hepatozoon</i> ssp.
<i>Lampropeltis triangulum</i> (hembra)	Falso coral	Si	<i>Hepatozoon</i> ssp.
<i>Lampropeltis triangulum</i> (macho)	Falso coral	Si	Negativo
<i>Senticolis triaspis</i>	Serpiente ratonera	Si	<i>Hepatozoon</i> ssp.
<i>Pantherophis guttata</i>	Serpiente de maíz	Si	<i>Hepatozoon</i> ssp.
<i>Coluber [Masticophis] mentovarius</i>	Zumbadora de cola roja	Si	Negativo

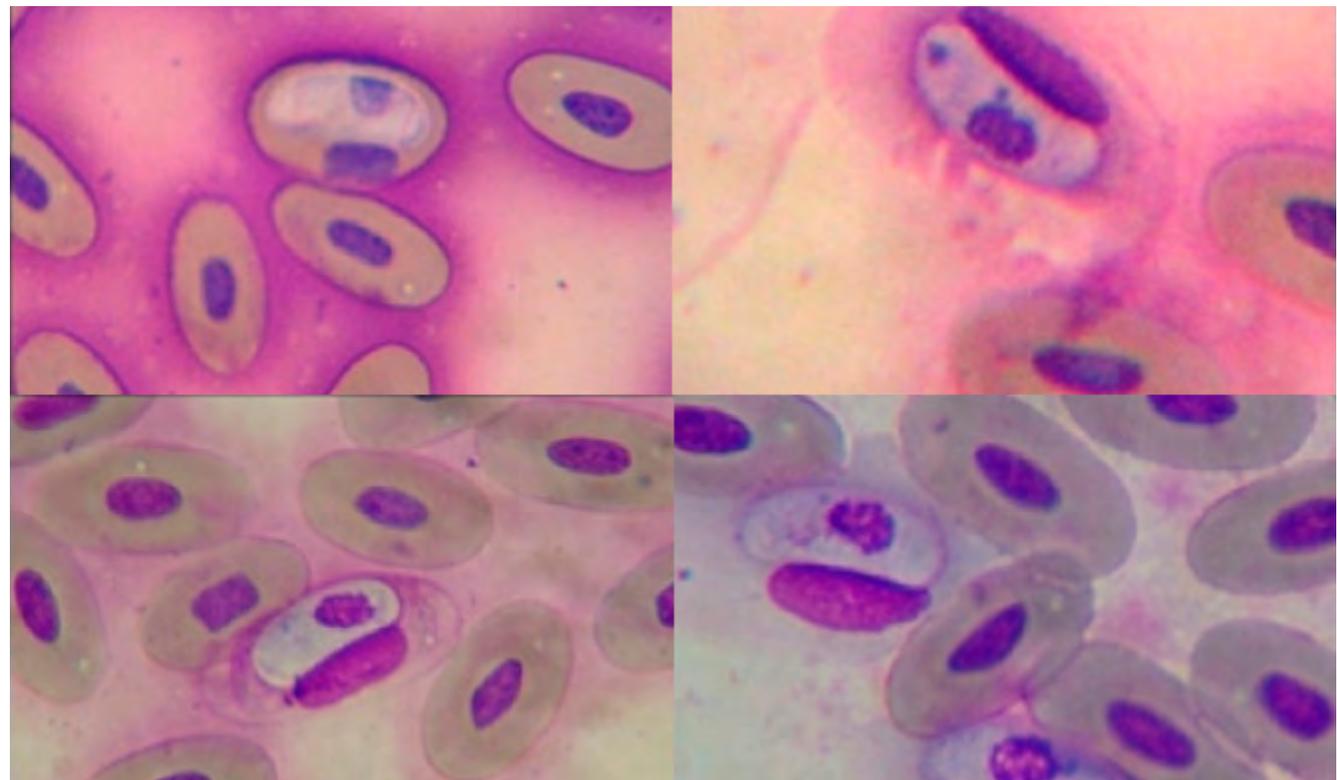


Figura 6. *Hepatozoon* ssp. presente en eritrocitos de *Loxocemus bicolor* (pitón del nuevo mundo), *Lampropeltis triangulum* (falso coral), *Senticolis triaspis* (serpiente ratonera) y *Pantherophis guttata* (serpiente de maíz)

Conclusiones

Se documentó perfiles hematológicos completos en cinco especies de quelonios (tortugas) en los que actualmente no se encuentran rangos hemáticos documentados estas especies fueron: *Rhinoclemmys pulcherrima*, *Trachemys emolli*, *Trachemys venusta*, *Staurotypus salvinii* y *Kinosternon scorpioide*.

De total de 110 reptiles muestreados solamente cuatro especies de serpientes *Loxocemus bicolor* (masacuata de hule), *Lampropeltis triangulum* (falso coral), *Senticolis triaspis* (serpiente ratonera) y *Pantherophis guttata* (serpiente de maíz) se diagnosticaron positivos a la presencia del hemoparásito *Hepatozoon* ssp. De estas cuatro especies de serpientes no se tenía reporte alguno documentado previamente de *Senticolis triaspis* y *Loxocemus bicolor*.

La investigación sirvió para enriquecer los conocimientos en el área de medicina de ectotermos ya que no se contaba con un estudio científico previo en la determinación hematológica y presencia de hemoparásitos en reptiles a nivel de El Salvador.

Los resultados hematológicos de esta investigación servirán como una base de datos para la hematología de reptiles en cautiverio.

Recomendaciones.

Realizar exámenes hematológicos periódicamente para evaluar el estado de salud de los reptiles presentes en el Parque Zoológico Nacional.

Elaborar un programa de prevención y control de ectoparásitos.

Evaluar la dieta alimenticia e implementar el uso de suplementos nutricionales en reptiles con hematocritos bajos.

Capacitar al personal de Médico Veterinario en la toma de muestra y análisis hematológico en reptiles del Parque Zoológico Nacional.

Implementar un plan de cuarentena y bioseguridad en reptiles para resguardar la salud de los individuos presentes en el herpetario y la salud del personal que labora con dichas especies.

Crear un fondo para investigaciones correspondiente en reptiles dentro del Parque Zoológico Nacional.

Bibliografía

Jenkins, J.; 2012. Hematologic Evaluation of Reptiles: A Diagnostic Mainstay (en línea) Florida, US. [Consultado 8 de octubre del 2013] disponible en https://s3.amazonaws.com/assets.prod.vetlearn.com/4b/bb3de0cf6e11e19ddf005056ad4734/file/VT0812_Jenkins-Perez_CE.pdf

Jacobson, E. 2007. Infectious Diseases and Pathology of Reptiles: Color Atlas and Text. CRC Press, Taylor & Francis Group. Florida, US.198-239; 593,594

Lopes Bittencourt, M. 2009.Hematologia de répteis, revisão bibliográfica. Curso de clínica e cirurgia de animais selvagens e exóticos. Rio de Janeiro, BR. UBC (Universidade Castelo Branco) 53p. [Consultado 16 de octubre del 2014] disponible en: <http://qualittas.com.br/uploads/documentos/Hematologia%20de%20Répteis%20-%20Maria%20Cecilia%20Lopes%20Bittencourt%20Falce.pdf>

Mader R. 2006. Reptile Medicine and Surgery. Saunders Elsevier. Second edition. Marathon, Florida USA 349,801-805; 1103-1019 p.

Martínez S. 2007.Hematología y bioquímica en reptiles. Argos. (en línea) Zaragoza, ES. No. 72:32-35. [Consultado 4 de septiembre del 2013] http://www.amasquefa.com/uploads/87._Hematolog_a_y_bioqu_mica_en_reptiles699.pdf

Martínez, S; R Lavín, S; Cuenca, A. 2011. Hematología y citología sanguínea en reptiles. (en línea) Barcela, ES. [Consultado 8 de octubre del 2013] disponible en <http://www.amasquefa.com/uploads/109173.pdf>

Maya García, O.; Alfonso Méndez, M.; Pérez R.; Ortiz, R.; Sierra C.; 2012. Análisis de las células sanguíneas de aves y reptiles por microscopia de luz (en línea) Cuernavaca Morelos, MX [Consultado 4 de septiembre del 2013] disponible en: <http://www.academia.edu/4354311/BCC3>

McKenzie S. 2000. Hematología Clínica. 2 Ed. Manual Moderno. 116 p

Molina, J.; Grifols J.; Martínez A.;Padros F.; 2002. MEMORIX Medicina de Animales exóticos. Editores Medicos S.A (EDIMASA). Madrid, ES. 215, 256,266-269 p.

Salakij, C; Salakij, J; Chanhom, L. 2002. Comparative Hematology, Morphology and Ultrastructure of Blood Cells in Monocellate Cobra (*Naja kaouthia*), Siamese Spitting Cobra (*Naja siamensis*) and Golden Spitting Cobra (*Naja sumatrana*). Nakorn Pathom, TH. Kasetsart University, 2-6 p. [Consultado 13 de marzo del 2014] disponible en: http://kasetsartjournal.ku.ac.th/kuj_files/2008/A0804211042348261.pdf

Secretaría de la cultura.2013.Parque Zoológico Nacional de El Salvador(en línea) San Salvador SV. [Consultado 4 de septiembre del 2013] Disponible en página web: <http://cultura.presidencia.gob.sv/zoo/index.php/quienes-somos>

Stacy,N.; Alleman,R. ;Katherine A.; Sayler,K;. 2011 .Diagnostic Hematology of Reptiles.(en línea) Florida US. [Consultado 8 de octubre del 2013] disponible en http://www.vetpraxis.net/campus/wp-content/uploads/group-documents/24/1338819233-diagnosticohematologicoreptiles_2011.pdf

Stahl S.; 2006. Reptile hematology and serum chemistry (en línea) Vienna. Virginia, USA. [Consultado 6 de septiembre del 2013] disponible en: <http://www.cabi.org/isc/FullTextPDF/2006/20063121842.pdf>

Telford, S. 2009. Hemoparasites of the reptilia, color atlas and text. CRC Press, Taylor & Francis Group. Florida, US. ix, x, 69, 205,287p.

Aconophora sp.

Se alimentan de la savia de una planta anual conocida como “Chillca”, *Baccharis latifolia*, en la que se encuentran en forma gregaria ninfas y adultos que excretan una sustancia cristalina azucarada de la que se alimentan las hormigas *Camponotus tanaemyrmex*, con las que tienen una relación simbiótica.

Es una especie común en el valle del Cusco, Perú.

Fotografía: J. Franco

Texto: Elvis Suma



Notas de Campo de Aves que anidan en las Islas Pajaritos y San Sebastián en el sitio Ramsar y Reserva de Biósfera: Bahía de Jiquilisco, Usulután, El Salvador.

Luis Pineda

Técnico en Gestión de Vida Silvestre
Gerencia de Vida Silvestre, Dirección General de Ecosistemas y Vida Silvestre,
Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales.
Correo electrónico: lpineda@marn.gob.sv

José Ortez

Docente
Departamento de Biología,
Facultad Multidisciplinaria de Occidente, Universidad de El Salvador.
Concejo de Investigaciones Científicas, Universidad de El Salvador.
Correo electrónico: js_sos@yahoo.com

Susana Vásquez

Asistente de proyecto
Departamento de Biología, Facultad Multidisciplinaria de Occidente, Universidad de El Salvador.
Concejo de Investigaciones Científicas, Universidad de El Salvador.
Correo electrónico: sudivic_green@hotmail.com

Jordi Segura

Asistente de proyecto
Departamento de Biología, Facultad Multidisciplinaria de Occidente, Universidad de El Salvador.
Concejo de Investigaciones Científicas, Universidad de El Salvador.
Correo electrónico: Jordisegura5@hotmail.com

José Salgado

Asistente de proyecto
Departamento de Biología, Facultad Multidisciplinaria de Occidente,
Universidad de El Salvador.
Concejo de Investigaciones Científicas, Universidad de El Salvador.
Correo electrónico: chepezzal@hotmail.com

Jorge Ramos

Consultor
Concejo de Investigaciones Científicas, Universidad de El Salvador.
Correo electrónico: chele_coyete@yahoo.com

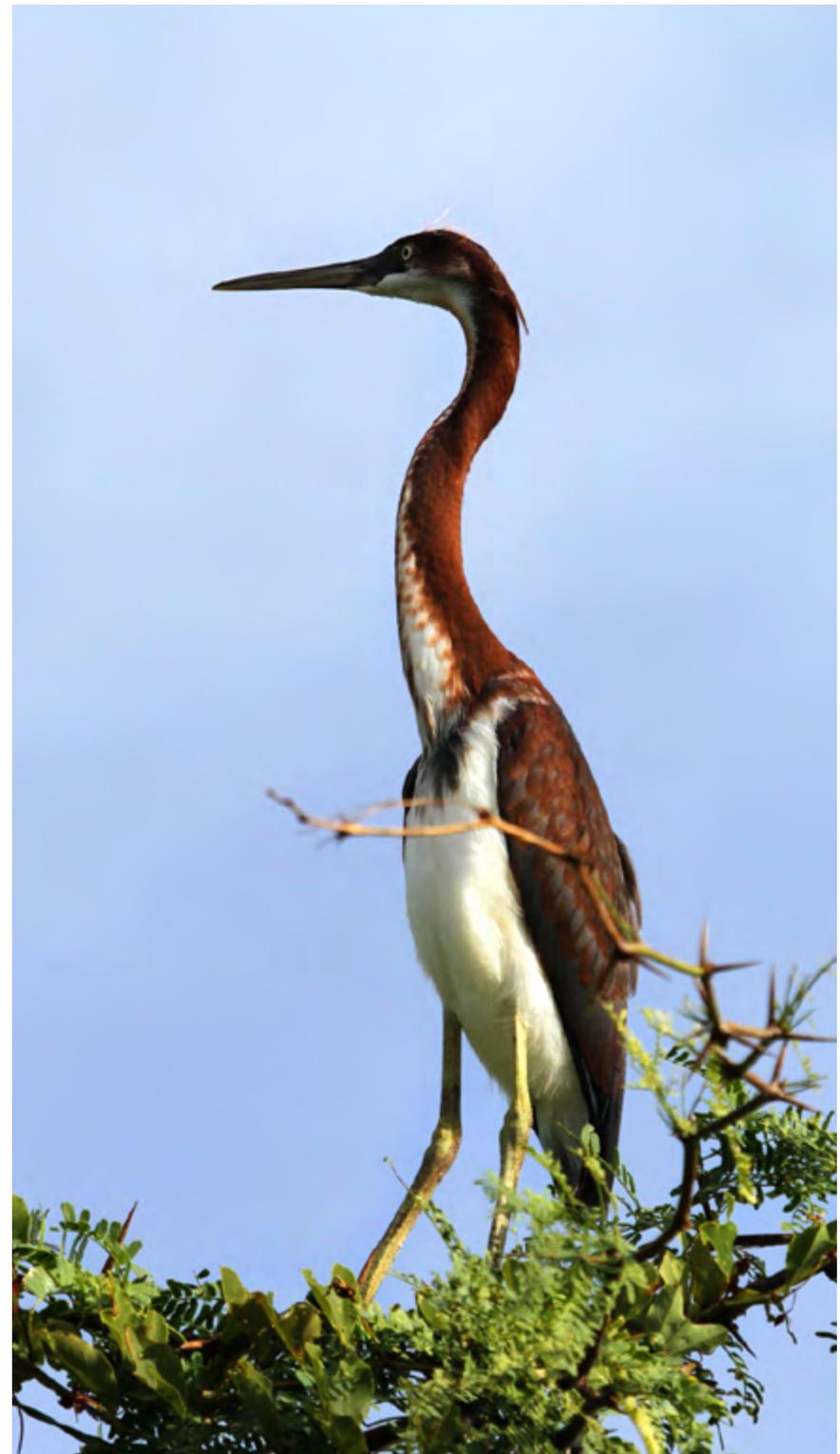
Ricardo Ibarra Portillo

Grupo de Trabajo de Conservación de Aves de El Salvador, Compañeros en
Vuelo (PIF-SV).
Correo electrónico: ricardo.ibarra70@yahoo.es

Resumen

Durante la investigación llevada a cabo en el año 2013, denominada: “Monitoreo de Colonias de Anidación de Aves en la duna costera del sitio Ramsar y Reserva de Biósfera: Bahía de Jiquilisco, departamento Usulután, El Salvador” que tuvo como objetivo principal, generar información actualizada en cuanto al comportamiento de la colonias de siete especies de aves (seis acuáticas y una terrestre) y períodos de anidación durante esa temporada, se obtuvo como resultado adicional, información de la anidación otras especies de aves en las Islas Pajaritos y San Sebastián, las cuales fueron: Garcita verde (*Butorides virescens*), Garza tricolor (*Egretta tricolor*), tres aves terrestres Mirlo multicantos (*Mimus gilvus*), Tortolita pecho escamado (*Columbina passerina*) y Tapacaminos (*Nyctidromus albicollis*). La metodología empleada fue mediante el uso de lancha con motor fuera de borda, para desplazarse a los sitios seleccionados, en cada lugar se realizaron recorridos terrestres por la playa, a paso constante en los alrededores inmediatos para estudiar en detalle el desarrollo del comportamiento reproductivo de las aves, para esto, se buscó una zona adecuada desde la cual se pudo tener una panorámica general del área de estudio sin causar perturbación en la colonia, se practicaron conteos de barrido de izquierda a derecha, para registrar los nidos, estas técnicas fue la misma utilizada en el monitoreo y las notas de campo se tomaron simultáneamente, al igual que el registro fotográfico, teniendo como resultados el registro de las anidaciones de las seis especies, y documentación fotográfica de las mimas.

Palabras clave: Anidación, Ave acuática y terrestre, duna costera, Isla.



Introducción

Las aves acuáticas son aquellas que viven relacionadas a cuerpos de agua. Este grupo está conformado por aves marinas, aves playeras y aves de agua dulce. Esta no es una división sistemática, es decir que no respeta el grado de parentesco entre las diferentes especies. Se trata simplemente de una agrupación de especies que utilizan un mismo hábitat, y por ello comparten características comunes (Fundación Patagonia Natural, s/f).

Las aves acuáticas poseen rasgos biológicos particulares que las convierten en un grupo sumamente interesante y destacado entre el resto de las aves. Una porción importante de ellas son habitantes frecuentes de una gran variedad de humedales (Petracci *et al.* 2005).

Las aves acuáticas han desarrollado una gran variedad de adaptaciones y estrategias de alimentación y reproducción, las cuales dependen de las características de su hábitat tales como: profundidad del agua, tipo del sustrato, cobertura vegetal y características físico-químicas y climáticas (SEMARNAT 2009).

Las aves acuáticas son útiles como indicadores del estado de conservación y la salud de los hábitats de humedal (Morrison 1986 y Kushlan 1993). También son una parte importante del patrimonio natural y un recurso renovable que es utilizado para la investigación, educación y recreación, al igual que como recurso alimenticio (Blanco y Carbonell 2001).

A continuación se presentan Notas de campo tomadas durante el proyecto: “Monitoreo de Colonias de Anidación de Aves en la duna costera del sitio Ramsar y Reserva de Biosfera: Bahía de Jiquilisco, departamento Usulután, El Salvador”, respecto a la anidaciones de otras especies de aves registradas en las Islas: Pajaritos y San Sebastián, las cuales fueron: *Butorides virescens* (Fig. 1), *Egretta tricolor* (Fig. 2), y tres aves terrestres *Mimus gilvus* (Fig. 3), *Columbina passerina* (Fig. 4) y *Nyctidromus albicollis* (Fig. 5).



Figura 1. Adulto Garcita verde (*Butorides virescens*)

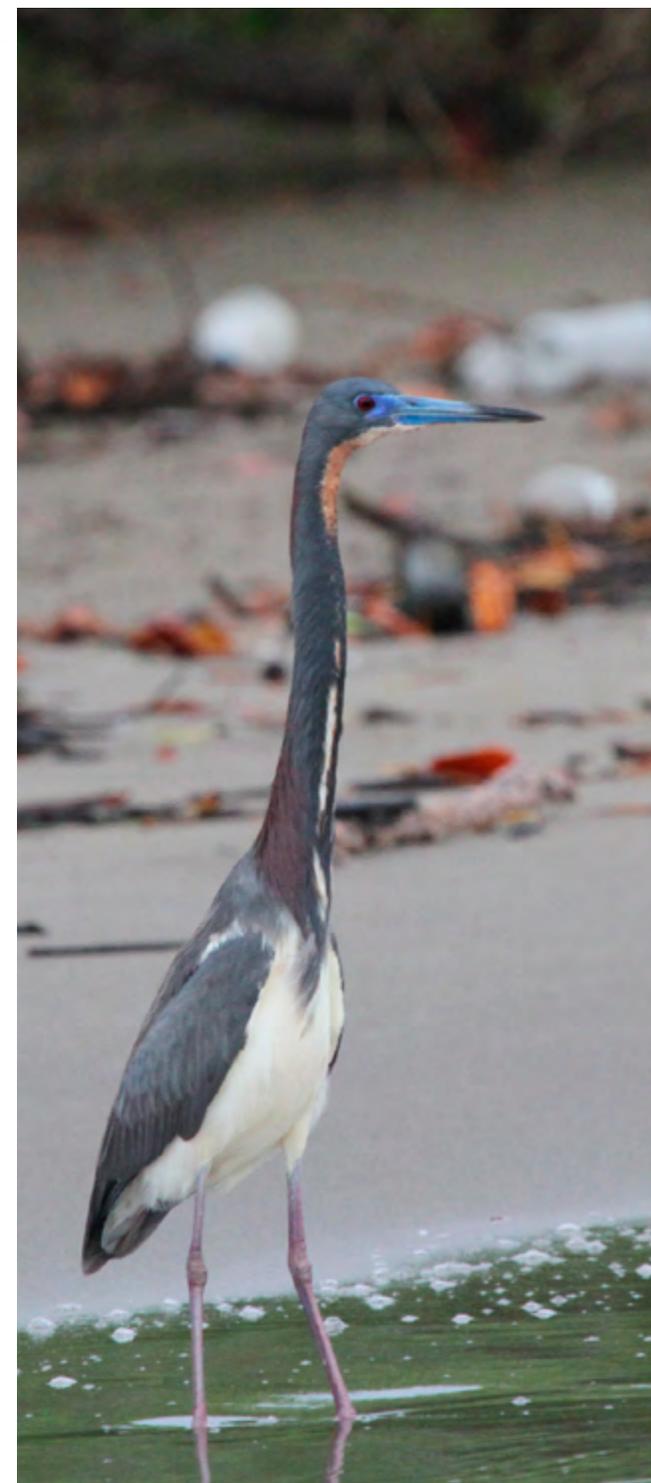


Fig 2 Adulto de Garza tricolor (*Egretta tricolor*)



Figura 3. Mirlo multicantos (*Mimus gilvus*) Isla Pajaritos.



Figura 4. Tortolita pecho escamado (*Columbina passerina*) Bahía de Jiquilisco

Antecedentes

Estudios relacionados con las aves en la Bahía de Jiquilisco han sido realizados por: Thurber *et al.* 1987, quienes fueron los primeros en hacer registros de indicios de anidación en la Isla San Sebastián de *Charadrius wilsonia*; Rodríguez y Komar (1997) mediante una metodología más sistemática reportaron para la misma zona la anidación de: *Charadrius wilsonia* y dos especies más *Haematopus palliatus* y *Chordeiles acutipennis*.

Ibarra *et al.* (2005) Siempre en la Isla San Sebastián en el sector conocido como “El Bajón” hicieron el registro de nidos de *Rynchops niger* y *Sternula antillarum*, y Carranza-Noyola (2005), con un mayor esfuerzo de monitoreo dio seguimiento en el mismo sitio a las anidaciones de *Sternula antillarum*, *Rynchops niger*, *Haematopus palliatus*, *Charadrius wilsonia* y *Chordeiles acutipennis* e hizo el primer registro para Jiquilisco de anidación de *Himantopus mexicanus*.

Martínez (2008) realizó un seguimiento de las colonias de anidación de las mismas especies en la misma zona y Martínez realizó un nuevo registro de anidación de *Charadrius collaris* para la Bahía.

Pineda *et al.* (2014) con un nuevo esfuerzo de Monitoreo de Colonias de Anidación de Aves que anidan en la duna costera en Bahía de Jiquilisco.

Estos esfuerzos han generado importante información acerca del conocimiento del estado de conservación de las aves, así como documentación relevante de la biología reproductiva, ecología y problemáticas de las especies anidantes en la Bahía, así como jornadas de concientización en las comunidades aledañas a los sitios de anidación y población en general.

Metodología

Área de estudio

El Área de Conservación Bahía de Jiquilisco, comprende una superficie de manglares de 22,912 ha y una totalidad de 14 Áreas Naturales Protegidas (algunas incluidas actualmente en el Sistema de Áreas Naturales Protegidas, SANP y otras propuestas para su inclusión) (Gallo y Rodríguez 2007, MARN 2010 y PACAP-MARN 2010).

La fase de campo se llevó a cabo en las Islas: Pajaritos y San Sebastián, de la Bahía de Jiquilisco, entre los meses de marzo a agosto de 2013, que es el período que comprende la anidación de las especies de aves seleccionadas para el Monitoreo, sin embargo se aprovecho la coyuntura del proyecto, para tomar Notas de Campo de otras especies de aves anidantes que no fueron seleccionadas para la investigación, pero que se encontraron anidando durante la ejecución de mismo. Los sitios donde se obtuvo registros de otras especies adicionales.

Monitoreo

Las Notas de campo fueron tomadas durante la investigación principal de las Colonias de anidación, utilizando el método de conteos terrestres: Cada sitio fue accesado mediante el uso de lancha con motor fuera de borda para el desplazamiento a las Islas; para el caso de la salinera la ruta fue realizada vía terrestre, en cada uno, se realizó un recorrido terrestre por la playa, a un paso constante en los alrededores inmediatos para estudiar en detalle el desarrollo del comportamiento reproductivo de las especies de aves monitoreadas, para esto, dependiendo de las condiciones de observación, se buscó una zona adecuada desde la cual se pudo tener una panorámica general del área de estudio, sin causar perturbación en la colonia, se practicaron conteos de barrido de izquierda a derecha, para registrar los nidos de todas las especies presentes.



Figura 5. Tapacaminos (*Nyctidromus albicollis*)

Esfuerzo de muestreo

En cada visita se empleó un esfuerzo de seis horas de toma de datos (07:00 a 13:00). Como materiales y equipo, para cada visita se utilizaron binoculares (8x40), libretas de campo, plumas contra agua, cámaras fotográficas, un lente de largo alcance (EF 100-400 mm), cintas métricas, GPS, imágenes satelitales de Google Earth, los softwares ArcGis 10 y Quantum GIS.

Toma de coordenadas

Se tomaron coordenadas geográficas por sitio para posteriormente la creación de mapas temáticos.

Resultados

Se registró una de colonia de anidación de Garcita verde (*Butorides virescens*) observaciones realizadas en los monitoreos, entre el 25 de mayo y 22 de junio de 2013, en Isla Pajaritos, se presenta la documentación de secuencias fotográficas del período reproductivo de esta especie, nótese los colores intensos de los plumajes reproductivos en los adultos, las agrupaciones de la especie entre arbustos de izcanal (*Acacia hindsii*), la estructura de los nidos (con ramitas) construidas en la parte media de los arbustos entre 3 y 5 m de altura, se encontraron 32 nidos, polluelos con plumón, hembras empollando, cuidado parental de los machos y plumaje juvenil (Fig. 6).

Colonia de anidación de Garza tricolor (*Egretta tricolor*) entre el 22 de junio y el 17 de agosto de 2013, en Isla Pajaritos, se documentó mediante secuencias fotográficas el desarrollo del período reproductivo de esta especie, se notó los colores intensos de los plumajes reproductivos y penacho nupcial en los adultos, además de las agrupaciones en asociación con la Garza dedos amarillos (*Egretta thula*) entre arbustos de izcanal (*Acacia hindsii*) (Fig. 7), la estructura de los nidos (con ramitas) construidas en la parte más alta de los arbustos entre 5 y 8 m de altura, se encontraron 25 nidos, polluelos con plumón, plumaje juvenil (Fig. 8) y hembras empollando, cuidado parental de los machos .

Anidación de Mírla multicantos (*Mimus gilvus*) observaciones realizadas durante el monitoreo del mes de mayo en Isla Pajaritos, en arbustos de carbón (*Prosopis juliflora*) e izcanal (*Acacia hindsii*), los nidos constan de estructuras de forma cónica a base de ramitas de izcanal (*A. hindsii*) y en la base presentan raíces secas (Fig. 9), en cuatro nidos se encontraron tiras de bolsas plásticas, ningún nido fue encontrado con huevos, ni pollos. Sin embargo, se observaron adultos de esta especie cerca de los nidos.



Figura 6. Garcita verde (*Butorides virescens*) nidos, polluelos con plumón, plumaje juvenil y hembras empollando.



Figura 7. Colonia de anidacion de Garza tricolor (*Egretta tricolor*) junto a *Egretta thula*, en la Bahía de Jiquilisco.



Figura 8. Garza tricolor (*Egretta tricolor*), nido, polluelo, juvenil.



Figura 9. Nidos de Mirlo multicantos (*Mimus gilvus*) en Isla Pajaritos.

Nido de Tapacaminos (*Nyctidromus albicollis*), en el monitoreo del 06 de abril de 2013 en Isla Pajaritos, en el mismo sector de las colonias de anidación de Pucuyo menor (*Chordeiles acutipennis*). El nido consiste en una limpieza del sustrato (en este caso en arena) con hojas y palitos a su alrededor, a diferencia de los nidos de *C. acutipennis* en la playa, esta especie anidó en el interior de un pequeño bosque de carbón. Se documentó un único nido de esta especie, en cuyo interior se encontraron dos huevos de color “rosado” con manchas pardas presentando un camuflaje similar al color de las hojas secas a su alrededor (Fig. 10), se pudo observar a la hembra adulta que rápidamente alzo vuelo abandonando en nido.

Nidos de Tortolina pecho escamado (*Columbina passerina*) durante el monitoreo del 13 de julio de 2013 en Isla San Sebastián, en el mismo sector de las colonias de anidación mixtas de Golondrina de mar menor (*Sternula antillarum*), Chorlito de Wilson (*Charadrius wilsonia*) y Pucuyo menor (*Chordeiles*

acutipennis). Los nidos consisten en estructuras en forma de una pequeña canasta circular hecha de raíces tejidas, la cual la ocultan entre la vegetación de campanilla de playa (*Ipomoea sp.*) (Fig. 11). Se documentaron seis nidos de esta especie, la cantidad de huevos encontrados osciló entre uno y dos; asimismo se encontraron dos nidos soterrados por la arena posiblemente debido a fuertes marejadas (Fig. 12), el color de los huevos es blanco con leves tonos de rosado, en las secuencias de fotos también se pueden apreciar los colores rosados intensos en patas y pico y la marcación de plumas pectorales que asemejan escamas en esta especie (Fig. 13).

En las figuras 14 y 15 se muestra la ubicación de las anidaciones todas las especies aves registradas durante el Monitoreo, en las islas: Pajaritos y San Sebastián, incluyendo las cinco especies que no fueron contempladas en la selección de anidaciones, por no conocerse su anidación en los sitios de muestreo:

Dickey y van Rossem (1938), Carranza-Noyala (2005), e Ibarra *et al.* (2005), realizaron aportes en cuanto a las anidaciones y comportamiento reproductivo de *B. virescens* en: Isla San Sebastián, Metalio y Jaltepeque.

E. tricolor. Colonias de anidación han sido registradas en: San Sebastián, Bahía de Jiquilisco; Barra de Santiago y Metalio.

Información de anidación de *Nyctidromus albicollis*, ha sido documentada por Alden Miller en Sonsonate en 1925 (Dickey y van Rossem 1938).

Referente anidación de *M. gilvus* no ha sido comentada en investigaciones similares. Mientras que para *C. passerina* se menciona anidación en el municipio del Divisadero, departamento de Morazán (Dickey y van Rossem 1938).



Figura 10. Nidos de Tapacaminos (*Nyctidromus albicollis*), Isla Pajaritos.



Figura 11. Nidos de Tortolina pecho escamado (*Columbina passerina*), Isla San Sebastián.



Figura 12. Se encontraron dos nidos de Tortolina pecho escamado (*Columbina passerina*), soterrados por la arena posiblemente debido a fuertes marejadas en Isla San Sebastián.



Figura 13. *Columbiga passerina*, Se pueden apreciar los colores rosados intensos en patas y pico y la marcación de plumas pectorales que asemejan escamas en esta especie,

En las Figs. 14 y 15 se muestra la ubicación de las anidaciones todas las especies aves registradas durante el Monitoreo, en las islas: Pajaritos y San Sebastián, incluyendo las cinco especies que no fueron contempladas en la selección de anidaciones, por no conocerse su anidación en los sitios de muestreo: Dickey y van Rossem (1938), Carranza-Noyala (2005), e Ibarra *et al.* (2005), realizaron aportes en cuanto a las anidaciones y comportamiento reproductivo de *B. virescens* en: Isla San Sebastián, Metalio y Jaltepeque.

E. tricolor; las colonias de anidación han sido registradas en: San Sebastián, Bahía de Jiquilisco; Barra de Santiago y Metalio.

Información de anidación de *Nyctidromus albicollis*, ha sido documentada por Alden Miller en Sonsonate en 1925 (Dickey y van Rossem 1938).

Referente a anidación de *M. gilvus* no ha sido comentada en investigaciones similares. Mientras que para *C. passerina* se menciona anidación en el municipio del Divisadero, departamento de Morazán (Dickey y van Rossem 1938).

Conclusiones

Se obtuvo como resultado adicional, durante la ejecución del Proyecto de Monitoreo de Colonias de Anidación de Aves en la duna costera del sitio Ramsar y Reserva de Biósfera: Bahía de Jiquilisco, información de la anidación otras aves acuáticas Garcita verde (*Butorides virescens*) y Garza tricolor (*Egretta tricolor*), y terrestres Mirló multicantos (*Mimus gilvus*), Tortolina pecho escamado (*Columbina passerina*) y Tapacaminos (*Nyctidromus albicollis*), las cuales no estaban contempladas en la investigación.

Estos registros de anidación para la Isla Pajaritos y San Sebastián, representan nuevos sitios de anidación de estas especies para el país.

Recomendaciones

Se recomienda durante la ejecución de este tipo de investigaciones, el aprovechar la oportunidad para



Figura 14. Distribución de las colonias de anidación de aves acuáticas en Isla Pajaritos.

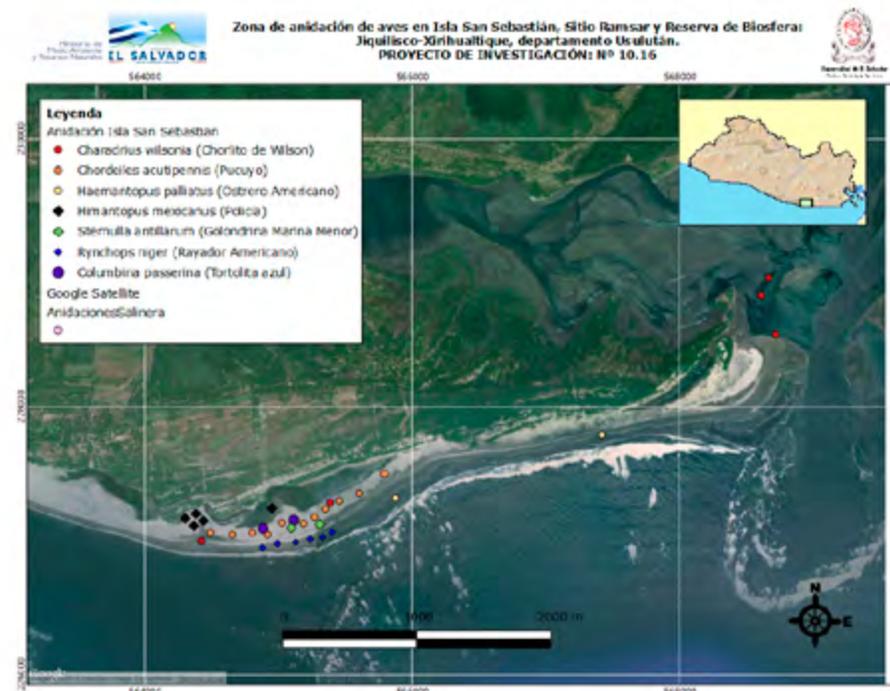


Figura 15. Distribución de las colonias de anidación de aves acuáticas en Isla San Sebastián.

obtener información adicional de otras especies no esperadas, sin dejar de lado el seguimiento de los tiempos, métodos y técnicas establecidos para el desarrollo de la investigación principal.

Se recomienda incluir a las cinco especies, en las aves seleccionadas para futuros esfuerzos de monitoreo, el cual debe ser implementado al menos cada cinco años, empleando los mismos métodos y técnicas utilizados en este proyecto y haciendo búsquedas intensivas exploratoria en toda la Isla San Sebastián, Isla Pajaritos u otras Islas con similares características, para mapear otras colonias de anidación y conocer el comportamiento de cada una.

La implementación de jornadas de limpieza, deberían de ser adoptadas por centros escolares, organizaciones comunales (cooperativas, asociaciones de desarrollo comunal, juntas, etc.) empresa privada y lideradas por las municipalidades, las cuales deben desarrollarse con periodicidad entre los meses y teniendo el cuidado respectivo en especial en los meses de anidación.

Agradecimientos

MSc. Néstor Herrera, Gerente de Vida Silvestre, del Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales, por la emisión oportuna de las autorizaciones para realizar la investigación, así como el apoyo brindado a la misma.

El apoyo como asistente de campo de Karen Zaldaña, estudiante de la Facultad Multidisciplinaria de Occidente, Universidad de El Salvador.

Al Ing. David Eliseo Martínez Castellanos, Especialista en Sistemas de Información Geoambiental, por el importante apoyo en la elaboración de los mapas de distribución de las colonias de anidación de aves.

A la Licenciada Carolina Avilés, Enlace Técnico de la Gerencia de Áreas Naturales y Corredor Biológico, del MARN, por el apoyo logístico brindado para poder pernoctar en la oficina de Puerto Parada durante la fase de campo.

A Ernesto García y a su papá José de los Santos García, quienes apoyaron con el manejo de lancha para el desplazamiento a los sitios de muestreo y el apoyo de René Flores, Coordinador de Guarda Recursos, del MARN de Puerto Parada y los vigilantes de la oficina.

Fotografías de especies en este artículo: Luis Pineda, Susana Vázquez.

Bibliografía

- Blanco, D.E. y M. Carbonell (Eds.). 2001. El Censo Neotropical de Aves Acuáticas. Los primeros 10 años: 1990-1999. Wetlands International, Buenos Aires, Argentina y Ducks Unlimited, Inc. Memphis, USA.
- Carranza-Noyala, O. A. (2005). Anidación de Aves Playeras y del Ecosistema del Manglar en la Zona Oriental de la Bahía de Jiquilisco. Usulután, El Salvador: ADESCOPP-FIAES.
- Dickey, D. y A.J. van Rossem. 1938. The Birds of El Salvador. Zoological Series. Field Museum of Natural History. Chicago. (23) 406-409 pp.
- Fundación Patagonia Natural (s/f). Aves Marinas y Playeras, Área Educación Ambiental - Fundación Patagonia Natural. Buenos Aires, Argentina: Fundación Patagonia Natural.
- Gallo, M. y E. Rodríguez. 2007. Reserva de la Biosfera Xirigualtique-Jiquilisco, la Bahía de las Estrellas. MARN-AECI-UNESCO. El Salvador, Centroamérica. 63 p.
- Ibarra, R. (2005). Diagnóstico de las colonias de anidación de aves acuáticas de la zona costera de El Salvador, América Central. San Salvador: MARN/AECI.
- Ibarra, R., N. Herrera, Salinas, M., Rodríguez, W., Komar, K., Carranza, O., Martínez, E., Moises, A., y CODEPA. (No publicado). Ficha Técnica de la Colonia de Anidación El Bajón, Isla San Sebastián, Sitio Ramsar y Reserva de la Biósfera Bahía de Jiquilisco, Usulután El Salvador. Usulután, El Salvador.

Kushlan, J.A. 1993. Waterbirds as bioindicators of wetland change: are they a valuable tool?; en Moser M., Prentice R.C. y van Vesslem J. (eds.): Waterfowl and Wetland Conservation in the 1990s - A global perspective. IWRB Spec. Publ. No. 26: 48-55. Slimbridge, Gran Bretaña.

Martínez. E. 2008. Proyecto: Launch a shorebird conservation program at El Salvador's coastal IBA, Bahía de Jiquilisco. Audubon-SalvaNATURA. Informe Final. 24 p.

Morrison, M.L. 1986. Bird populations as indicators of environmental change; en Johnston R.J. (ed.): Current Ornithology, Vol. 3: 429-451. Plenum Publ. Corporation.

PACAP-MARN. (2010). Documento Final Línea Base del Área de Conservación Bahía de Jiquilisco. El Salvador. Proyecto para la Consolidación y Administración de Áreas Naturales Protegidas, Ministerio de Medio Ambiente y Recursos Naturales-BM-GEF. 137 p.

Petracci, P. F., Canevari, M. y E., Bremer. (2005) Guía de las Aves Playeras y Marinas y Migratorias de Sur de América del Sur. Escuelas Hermanas de Aves Playeras 44 pp.

Pineda, L., J. Ortíz, S. Vásquez, J. Segura, J. Salgado, J. Ramos, y R. Ibarra Portillo. 2014. Monitoreo de Colonias de Anidación de Aves que anidan en la duna costera del sitio Ramsar y Reserva de Biósfera: Bahía de Jiquilisco, departamento Usulután". Bioma. N°: 27. Año: 3. Pág. 7-27. ISSN digital: 2307-0560.

Rodríguez, W. y O. Komar. 1997. Conservación de las aves costeras de El Salvador, Informe de Campo. Proyecto: Programa de conservación de las colonias de anidación y áreas de concentración de las aves de la costa de El Salvador. ASACMA. Colección Técnica No. 2. ASACMA-FONAES. 61 p.

Thurber, W. A., J. F. Serrano, A. Sermeño y M. Benítez. 1987. Status of uncommon and previously unreported birds of El Salvador. Proc. West. Found. Vert. Zool. 3: 109-293.

Compsus obliquatus

Locación: Bosque seco tropical secundario.
Inspección de Paquiló, municipio de Beltrán,
Cundinamarca, Colombia.

Fotografía: Alejandro Lopera Toro



Hablemos con el

Veterinario

Oncología veterinaria

Rudy Anthony Ramos Sosa

Médico Veterinario Zootecnista

Correo electrónico: escueladepajaros@yahoo.com



La oncología estudia las enfermedades neoplásicas. Los tumores son neoplasias que se producen por crecimiento anormal de células de un tejido, los hay de carácter benigno y maligno. Aquellos de carácter maligno son los que se denominan cáncer y por lo general se diseminan a través del organismo mediante un proceso denominado metástasis, lo cual hace que se establezca en otras partes del organismo, invadiendo otros órganos.

Las células del cáncer son altamente exigentes y requieren de altas cantidades de carbohidratos, al acabar las reservas se produce glucogénesis a partir de proteínas. Dichas células poseen enzimas para realizar su metabolismo que a la larga provoca alta pérdida energética en el paciente mientras que el cáncer las gana.

Las causas de las neoplasias no son claras, y se tiene conocimiento de factores predisponentes o que aumentan la incidencia. Esta situación hace difícil su prevención y lo posible es la detección temprana, una mascota en control estará en observación constante, lo que haría diagnosticar y actuar oportunamente.

Los avances médicos han logrado extender la cantidad y calidad de vida de nuestras mascotas, un diagnóstico de cáncer en los animales no implica una muerte precoz o a corto plazo. Considerando la esperanza de vida de los animales y los tratamientos disponibles, una mascota tratada a tiempo puede tener un periodo de vida normal, y lo que puede hacerse en el campo médico retrasaría el proceso patológico dándole calidad de vida con los mínimos efectos secundarios.

Factores y aparición

La incidencia de tumores en perros y gatos aumenta con la edad, al igual que en los humanos. Hay que considerar que la aparición o entrada a la vejez no se rige de manera homogénea.

En el caso de perros, las razas menores viven más por lo que su envejecimiento es más lento, mientras que perros grandes viven menos por lo que llegan a envejecer más rápido.

Las propuestas sobre la aparición del cáncer y su asociación con la edad versa en tres propuestas: la primera es que el proceso de carcinogénesis es largo y por lo tanto aparece en individuos de avanzada edad, que la aparición se debe a exposición prolongada a agentes carcinogénicos, por lo tanto es un proceso que lleva tiempo; la segunda propone que el envejecimiento crea condiciones favorables para la proliferación de células malignas en estado de latencia, procesos como la mutación de células se producen y la reacción inmunitaria del cuerpo (que contribuye a frenar esta proliferación) disminuye; la tercera hipótesis dice que los tejidos envejecidos sufren cambios moleculares (genómicas) similares a los que aparecen en el inicio de un cáncer (carcinogénesis), situación que podría cooperar a la proliferación de células malignas.



Fuente: <http://talk2theanimals.net>

En el envejecimiento natural los tejidos sufren cambios morfológicos y fisiológicos del ADN, cambios que son variables, no uniformes, comportándose distintos de acuerdo a los tejidos, haciendo que los tipos de cáncer no tengan incidencia uniforme dentro del organismo.

La exposición hormonal también se ha asociado como un factor predisponentes en el caso de los tumores mamarios, el uso de hormonas (estrógenos) como método único para control del celo está contraindicado. En esa misma vía se ha documentado que la ovariectomía (esterilización en hembras)

ha disminuido la incidencia de los tumores mamarios, siendo menor la aparición si se realiza de manera prematura, antes de los doce meses.

También se reporta predisposición racial a cáncer de forma genérica en razas como el Setter, Bóxer, Bobtail, Dogo, Doberman, Cocker y Pastor Aleman; así también neoplasias específicas como el Bóxer a tumores cutáneos, Fox Terrier a tumores testiculares, Rottweiler a linfosarcoma, ente otros. En el perro los tumores son malignos en un 62% de los casos, mientras que en el gato son de un 90%.

Neoplasias comunes

Los tumores en piel y tejidos blandos son de los más comunes y más diagnosticados, dado su carácter visible. En los perros es el lugar más común de aparición de neoplasias y el segundo en el gato. En el perro las neoplasias de esta locación son aproximadamente el tercio de todos los aparecidos y del 20-30% son malignos. En el gato representan la cuarta parte de todas las neoplasias y del 50-65% son malignos.

Las neoplasias en conjunto son numerosas y tienen diversos nombres de acuerdo a su naturaleza y región de aparición. Nos referiremos a algunos comunes:

Linfoma. Se caracteriza por el crecimiento de uno o varios ganglios linfáticos de diversas regiones, puede parecer de manera superficial (ganglios visibles) y avanzar a los órganos. Por metástasis puede llegar a afectar médula ósea y cursar leucemia.

Tumores mamarios. La incidencia de tumores mamarios aumenta de manera progresiva a partir de los 6 hasta los 10-11 años, luego se observa una disminución. En el perro el 50% son de carácter maligno, siendo mayor en los gatos con un 85%.

Mastocitoma. Su diagnóstico implica la realización de citología y biopsia ya que su aspecto no es característico, pudiendo aparecer en cualquier parte de la piel y simular diversas lesiones cutáneas o confundirse con un quiste o lipoma.

Osteosarcoma. Es más común en perros de raza grande, son agresivos y la metástasis pulmonar se detecta en la mitad de los casos al momento de consultar. La amputación en este caso se recomienda cuando el miembro está gravemente afectado y el miembro está inutilizado (desplazamiento en tres patas), pero esto es para aliviar el dolor ya que el tratamiento se hace con drogas.

Tumor venéreo transmisible. Se presenta en perros y es transmitido por contacto sexual donde se produce la implantación de células, afecta a ambos géneros y prolifera con el aspecto de masas similares a una coliflor las cuales son friables y sangrantes. La esterilización disminuye la incidencia de estos casos.

Papilomatosis. Se produce en perros, la cavidad oral presenta múltiples crecimientos similares a verrugas. Este caso particular se produce por contacto y se sabe que lo produce un virus. Regularmente desaparece solo y no requiere tratamiento.



Osteosarcoma en miembro anterior izquierdo de perro.
Fuente: <http://picassovet.es>

Diagnóstico

El diagnóstico de las neoplasias se basa en la historia clínica del paciente, la presencia de masas visibles y sus características y cambios observados (tamaño, consistencia, color, ulceración, etc.) los cuales orientan a la tomar la decisión del tratamiento.

Se realizan exámenes previos como la citología, la cual se hace empleando la técnica de aspiración con aguja fina y consiste en puncionar la masa neoplásica a fin de obtener células que se colocan en un portaobjetos, se tiñe y se observa bajo microscopio para ver las características de sus células. Esta es una evaluación previa y deberá hacerse biopsia para obtener una información completa, esta consiste en tomar una muestra de la neoplasia para estudio histopatológico (estudio del tejido y sus características), lo mejor es que se tome dentro del límite del tumor y el tejido sano para que el especialista pueda comprobar el grado de invasión y determinar su malignidad.

El perfil del paciente se complementa con exámenes sanguíneos y bioquímicos. Otros métodos utilizados para el diagnóstico son la ultrasonografía, tomografía y radiografía, así como para monitorear posibles metástasis.

La aparición de tumores puede acompañarse de otros signos que no son necesariamente indicativos, tales como presencia de úlceras, inapetencia, pérdida de peso, hemorragias, entre otras.

Tratamiento

El tratamiento indicado dependerá de factores como el tipo de tumor y su localización, las opciones pueden variar, pudiendo utilizar cirugía, radioterapia, terapia sistémica, o combinación de estos. Un diagnóstico temprano y pronto tratamiento dará resultados más favorables, los tumores benignos presentan mejor pronóstico frente a los malignos.

Las terapias están orientadas a evitar el avance y propagación, para producir alivio, mayor calidad de vida y prolongar la misma. Lamentablemente no todos los casos son curables y en algunos casos podría indicarse la eutanasia, sin embargo esto implica conocer con amplitud el caso, las opciones de las que se dispone y los resultados a obtener de cada una.

La cirugía no es un tratamiento curativo, salvo algunas excepciones, son de aplicación exitosa en las neoplasias que son detectadas precozmente, cuando las masas son aún pequeñas, en tumores benignos, o malignos de agresividad local.

La radioterapia es utilizada en aquellos casos donde operar no es la opción por limitaciones anatómicas (cabeza y cuello) o riesgo. También se usa de manera combinada con cirugía, para “inactivar” células para luego extirparlo, de esta manera se dejan menos células vivas, sin embargo no todos los tumores son radiosensibles.

Los medicamentos utilizados incluyen alquilantes, antimetabolitos y antibióticos antitumorales. Los alquilantes actúan sobre el ADN evitando la replicación, dejando la mitosis en metafase, la vincristina es ejemplo de alquilante; los antimetabolitos evitan el metabolismo normal del ADN de las células tumorales evitando que se copie, entre ellas están el 5-fluracilo y el metotrexato; los antibióticos tumorales, como la doxorubicina, actúan como un antibiótico pero sobre células tumorales.

En los animales el cáncer no tiene las mismas implicaciones “emocionales” que tiene en las personas, igual sucede con los tratamientos. Las reacciones a los medicamentos utilizados no propician el mismo sufrimiento que en humanos, como tampoco la toxicidad (medicamentos como antifúngicos y corticoides en realidad son más tóxicos).

En el caso de los perros el 50% de los tratados presentan sensibilidad, y un 30% los gatos. Esta sensibilidad es de carácter transitorio en la mayoría de casos, donde se presentan trastornos digestivos que pueden ser controlados, además la respuesta estará influida por el estado general del animal. Los pacientes tratados pueden sufrir dolor y el manejo de éste se acompaña de una buena nutrición e hidratación para que el paciente curse su tratamiento de manera satisfactoria.



Fuente: <http://www.vetpraxis.net>



Los perros saben sobrellevar el cáncer, no todos son susceptibles a los medicamentos y los efectos suelen ser transitorios y manejables. A diferencia de los humanos, no sufren de temor a la enfermedad y procesos traumáticos para nosotros, como las amputaciones, no detiene su ánimo y saben ser felices cuando se les proporciona un buen cuidado. Fuente: <http://2.bp.blogspot.com>

Bibliografía

- Bracho G. 2011. Oncología [en línea]. Revista del colegio de médicos veterinarios del estado Lara. Consultado 20 ene. Disponible en: revistacmvl.jimdo.com
- Ettinger, S.; Feldman, E. 2007. Tratado de medicina interna veterinaria-Enfermedades del perro y el gato. 6ta ed. Vol 1. Elsevier. España.
- Martínez, C. 2007? Situación de la oncología de pequeños animales en España [en línea]. Pequeños animales. p 20-22. Consultado 20 ene. Disponible en: <http://www.colvema.org/PDF/Oncologia.pdf>
- Martínez, E.; Pérez, C. 2007. Influencia de la edad en el desarrollo del cáncer [en línea]. Revista Electrónica de Clínica Veterinaria. 2(1-4). Disponible en: <http://www.veterinaria.org/revistas/recvet/n01a0407/01a040702.pdf>
- Peruzzo, L. 2009? oncología veterinaria [en línea]. Consultado 15 ene. Disponible en: www.fcv.unl.edu.ar/archivos/posgrado/especializaciones/epsaludanimal/informacion/material/131009/oncologia.doc
- Soberano, M. 2011. Oncología en perros y gatos. El cronista veterinario latinoamericano. México.

Llamada comúnmente rana andina, es una rana venenosa ubicada en las cordilleras andinas, ejemplar encontrado en el municipio de El peñol, Antioquia, Colombia.

En este municipio se encuentra en riesgo ya que solo se han evidenciado dos pequeñas poblaciones. La IUCN la ha catalogado como “Vulnerable”.

Fotografía: Guillermo Echeverri Ramos.

Andinobates ophistomelas



Diversidad de las mariposas diurnas (Lepidoptera, Papilionoidea y Hesperioidea) del Parque Nacional Walter Thilo Deininger, El Salvador

Notas sobre su distribución y fenología

Primera parte.

Resumen

Este trabajo es un estudio de la diversidad de las mariposas de las superfamilias Papilionoidea y Hesperioidea del Parque Nacional Walter Thilo Deininger (PNWTD), ubicado en el Departamento de La Libertad, con un gradiente altitudinal comprendido entre los 5 y los 297 msnm, el que presenta los siguientes tipos de vegetación: bosque ripario y bosque caducifolio.

Con respecto al análisis de la diversidad de lepidópteros diurnos se ha logrado recolectar 2090 especímenes correspondientes a 6 familias y 20 subfamilias, distribuidas en 90 géneros, representadas en 132 especies. Del total de especímenes, 8 especies (Hesperiidae) son nuevos registros para el país. Con base al análisis de literatura y antecedentes, se podría indicar que este trabajo convierte al PNWTD en el parque nacional que hasta hoy se encuentra mejor documentado con respecto a las mariposas diurnas.

Se efectuaron observaciones de las preferencias alimentarias de las especies registradas, y se obtuvo que las especies nectarívoros fueron el gremio más numeroso; le siguen las hidrófilas y las acimofagas. En general, Papilionidae, Pieridae y Lycaenidae fueron

principalmente nectarívoros, y los Nymphalidae abarcaron todos los gremios.

Para estudiar con mayor facilidad a las especies pertenecientes al gremio de los acimofagos, se utilizaron trampas Van Someren-Rydon durante el tiempo que duro el estudio, y por medio de estas fue posible capturar 34 especies, 14 de las cuales fueron recolectadas exclusivamente con esta técnica.

La eficiencia de las trampas no mostró mayor diferencia en los registros obtenidos para los dos tipos de vegetación muestreados, aunque fueron más eficientes en el Bosque Ripario que en el Bosque Caducifolio. Las especies que se capturaron más frecuentemente pertenecen a las subfamilias Satyrinae y Biblidinae de la familia Nymphalidae. Se reveló que la época de mayor eficiencia de trapeo fue la estación lluviosa.

Se estudio como la estacionalidad repercute en los muestreos de riqueza y abundancia de las especies en ambas superfamilias, y se concluyo que la mayor riqueza y abundancia concordó con la época de lluvias.

López-Sorto, R. E.

Grupo de Entomología El Salvador, Universidad de El Salvador.
El Salvador.
Correo electrónico: rubensorto3@yahoo.com

Sermeño-Chicas, J. M.

Profesor de Entomología, Jefe Dirección de Investigación, Facultad de Ciencias Agronómicas, Universidad de El Salvador. El Salvador.
Correo electrónico: jose.sermeno@ues.edu.sv;
sermeno2013@gmail.com

Introducción

En El Salvador el estudio e investigaciones sobre las mariposas, ofrece un amplio campo de trabajo, a pesar de ser el país con menos territorio en la región Centroamericana cuenta con diversas zonas de vida ecológicas y climáticas, en donde se distribuyen distintos grupos taxonómicos. Tomando en cuenta las características antes mencionadas, El Salvador tiene grandes vacíos en las investigaciones sobre Lepidópteros. Hasta la fecha, no existe ningún inventario formal con una metodología comprobada que permita determinar el número más cercano al real de las mariposas de El Salvador.

El Parque Nacional Walter Thilo Deininger es parte del Sistema de Áreas Naturales Protegidas de El Salvador y es un ejemplo de lo que enfrentan otras áreas naturales que se encuentran sujetas a diferentes amenazas, ya sea por factores naturales (incendios forestales, deslaves y desborde de ríos) o actividades humanas, como la tala selectiva de árboles, colonización, construcción de caminos, turismo desordenado, caza y pesca ilegal, y la extracción de productos no maderables, todo derivado de la carencia de educación ambiental.

A pesar de lo mencionado anteriormente, la diversidad de mariposas en El Salvador en términos relativos es bastante grande. Por ejemplo, según el Dr. Francisco Serrano en su "Lista preliminar de las mariposas de El Salvador", que data del año 1992, en contrastaste con Inglaterra (67 especies), Europa occidental (178 especies) y los Estados Unidos y Canadá combinados (426 especies), resaltan las más de 700 especies que se asume existen en El Salvador.

El presente trabajo es un estudio de los lepidópteros del PNWTD, teniendo como finalidad la realización de un listado de los Papilionoidea y Hesperioidea, y detallar su distribución local y estacional en el área. Se ha tomado en cuenta para tal fin los factores clima y vegetación que repercuten en su distribución, también se analiza la presencia de gremios alimentarios.

Materiales y métodos

Generalidades geográficas del área de estudio

Localización, ubicación biogeográfica y acceso

Para efectos de esta investigación, la concepción de parque la entenderemos como "área terrestre designada para proteger la integridad ecológica de uno o más ecosistemas naturales, cuya finalidad es proporcionar un marco para actividades turísticas, científicas, educativas, recreativas y espirituales, actividades que deben ser compatibles con el ambiente natural". El Salvador cuenta con varias Áreas Naturales Protegidas (ANP) consideradas como parques, dentro de ellas tenemos: El Parque Nacional "El Imposible", Parque Nacional "Monte Cristo", Parque Nacional "Cerro Verde" Y El Parque Nacional "Walter Thilo Deininger".

La sociedad Deininger y compañía, después del fallecimiento del señor Walter Thilo Deininger, dono el terreno en 1970, al Instituto Salvadoreño de Turismo (ISTU).

El parque, está ubicada al sur de la zona central del país, en el Cantón San Diego, el cual pertenece al municipio y departamento de La Libertad, sobre la costa del océano pacifico, a 35 Km de la ciudad de San Salvador y a 8.2 Km al este de la ciudad de La Libertad. La posición geográfica del Parque Nacional está dada por Latitud Norte 13° 31' y Longitud Oeste 89° 16'. (FUTECSA, 1994) (Fig. 1).

Es un lugar que se incluye dentro del bosque seco caducifolio o Selva baja caducifolia. Se identifica como el más amenazado de los tipos de hábitat, que una vez se extendieron profusamente por Mesoamérica; hoy solamente un 0.08 por ciento de la extensión inicial de 550.000 Km² de este tipo de bosque se encuentra bajo protección (Janzen, 1986).

Esta vegetación, es la más típica de El Salvador, que en otro tiempo fuera el bosque más extenso del país y que desde hace mucho tiempo atrás se ha convertido en zonas de cultivo para granos básicos, potreros o campos de descanso entre cultivos (Lötschert, 1955; Flores, 1980; Witsberger *et al.*1982).

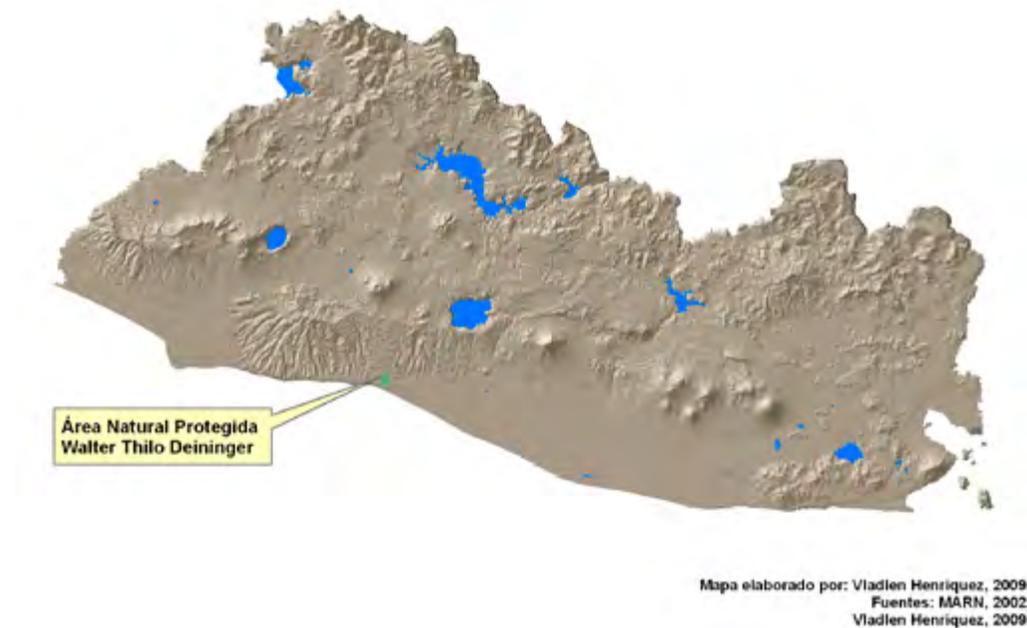


Figura 1. Ubicación geográfica del Parque Nacional Walter Thilo Deininger.

Geología y Topografía

El área, corresponde al Gran Paisaje de Montañas Costeras (Witsberger *et al.* 1982), cordillera del Bálsamo. Es un bosque levantado de la corteza terrestre por las fuerzas orogénicas y luego fracturado por numerosas fallas y fuertemente disectado por los procesos erosivos que tuvieron lugar durante milenios; por lo que la formación de la cadena remonta a la época del pleistoceno de la Era Terciaria, lo que le da una edad aproximada de unos dos millones de años (ISTU, 1983).

Según el ISTU, el área posee una extensión de 1,047 manzanas (732 ha). La topografía es muy accidentada y presenta cañadas y barrancas de alta pendiente. El parque exhibe su mayor elevación en un lugar que los pobladores conocen como EL mango a 297 msnm, y su punto más bajo en centro interpretativo en la entrada del parque a unos de 5 msnm.

Hidrografía

En el área, se encuentran un total de cinco quebradas y un río; las quebradas poseen agua únicamente en la época lluviosa, a excepción de la quebrada Chanseñora y del río Amayo que conservan volúmenes de agua en su parte alta durante la época seca del año (ISTU, 1983) (Fig. 2).

Edafología

Los suelos predominantes en el área son tipo franco arcilloso, color café rojizo muy oscuro, llamados latosoles; también puede mencionarse a los litosoles que también son arcillosos y bastante pedregosos, ya que el área presenta muchos afloramientos rocosos (ISTU, 1983; FUTECA, 1994)

Clima

En general, la distribución del clima en el parque Walter Thilo Deininger (El mesoclima) está determinado por la altitud; tal influencia se refleja en sus registros de precipitaciones y temperatura.

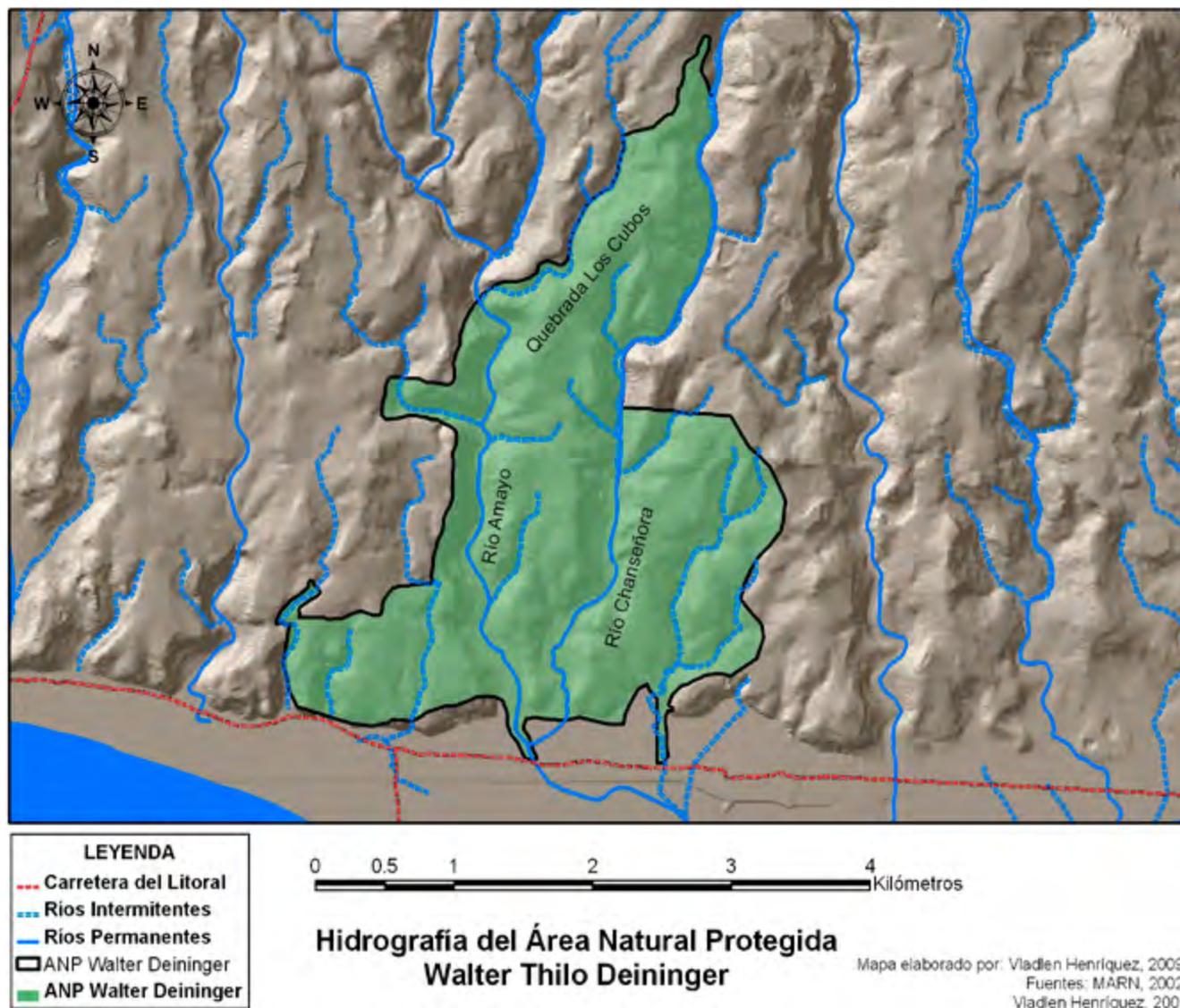


Figura 2. Hidrografía del Parque Nacional Walter Thilo Deininger.

La región donde se ubica el parque nacional se zonifica climáticamente según Köppen, Sapper y Laurer como Sabana Tropical Caliente ó Tierra Caliente (0-800 msnm) la elevación es determinante (5-287 msnm) (SNET, 2009).

Considerando la regionalización climática de Holdridge, la zona de interés se clasifica como “Bosque húmedo subtropical (con biotemperatura < 24 °C, pero con temperatura del aire, medio anuales > 24 °C) (SNET, 2009).

Los rumbos de los vientos son predominantes del Noreste, durante la época seca y del Este en la época lluviosa, la brisa marina ocurre después del mediodía, siendo reemplazada después de la puesta del sol por una circulación tierra-mar (rumbo Norte/Noreste) la velocidad promedio anual es de 8 km/h. aproximadamente.

La estación climatológica más cercana a la zona está ubicada en el cantón San Diego, Hacienda Melara a 20 msnm. A continuación se presenta en el cuadro 1 el resumen de promedios mensuales de los registros de las variables más importantes en los últimos 5 años.

La figura 3 contrasta los valores de las precipitaciones con el de las de temperatura, utilizando los registros de los últimos 5 años en la estación meteorológica Hacienda Melara, Cantón San Diego, que se ubica cerca del PNWTD.

La figura 4 contrasta los valores de las precipitaciones con el de las de evapotranspiración, utilizando los registros de los últimos 5 años en la estación meteorológica Hacienda Melara, Cantón San Diego, que se ubica cerca del PNWTD.

Con base en estos registros podemos afirmar que el PNWTD, presenta una época seca bien definida; durante 5 meses, entre Diciembre y Abril, muchos árboles en esta época botan sus hojas (vegetación caducifolia) como estrategia contra la desecación.

Durante el mes de mayo se establece una época de transición, de seco a lluvioso, luego los otros 5 meses del año, de Junio a Octubre, se desarrolla la época lluviosa, en esta época el bosque es muy húmedo y la mayoría de la vegetación posee hojas. En el mes de Noviembre se establece otra época de transición, esta vez de lluvioso a seco. Estas épocas de transición pueden ocurrir más temprano o más tarde en distintos años (Witsberger *et al.*1982).

Cuadro 1. Resumen de promedios mensuales de las variables más importantes registradas en los últimos 5 años de la estación climatológica Hacienda Melara, Cantón San Diego, departamento de La Libertad.

Parámetros	Mes											
	E	F	M	A	M	J	J	A	S	O	N	D
Temperatura promedio (°C)	25.7	26.1	27.2	28.2	27.9	27.1	27.0	26.8	26.3	26.3	26.3	25.8
Temperatura mínima promedio (°C)	19.4	19.9	21.3	23.1	23.5	22.7	22.2	22.0	22.2	21.9	20.8	19.8
Temperatura máxima promedio (°C)	33.5	34.0	34.0	34.5	33.2	32.5	33.2	33.1	32.0	32.5	33.1	33.7
Temperatura mínima absoluta (°C)	13.6	14.0	15.6	16.0	20.2	19.9	18.8	18.3	18.6	17.6	15.9	11.0
Temperatura máxima absoluta (°C)	39.7	41.0	40.1	44.5	40.5	38.7	39.0	39.0	37.0	37.0	38.8	39.6
Viento velocidad promedio (escala Beaufort)	1.7	1.7	1.6	1.7	1.5	1.4	1.4	1.3	1.3	1.3	1.8	1.9
Humedad relativa (%)	71	68	71	72	80	83	81	82	85	84	78	72
Precipitación (mm)	2.5	0.5	14.5	42.6	167.2	292.7	229.9	293.4	326.9	190.6	46.9	5.0
Total Precipitación promedio (mm)	1,612.7 mm											
Evapotranspiración Potencial (mm)	114	102	114	114	115	108	116	113	107	111	109	112
Total Evapotranspiración Promedio (mm)	1,333 mm											

Fuente: SNET, 2009.

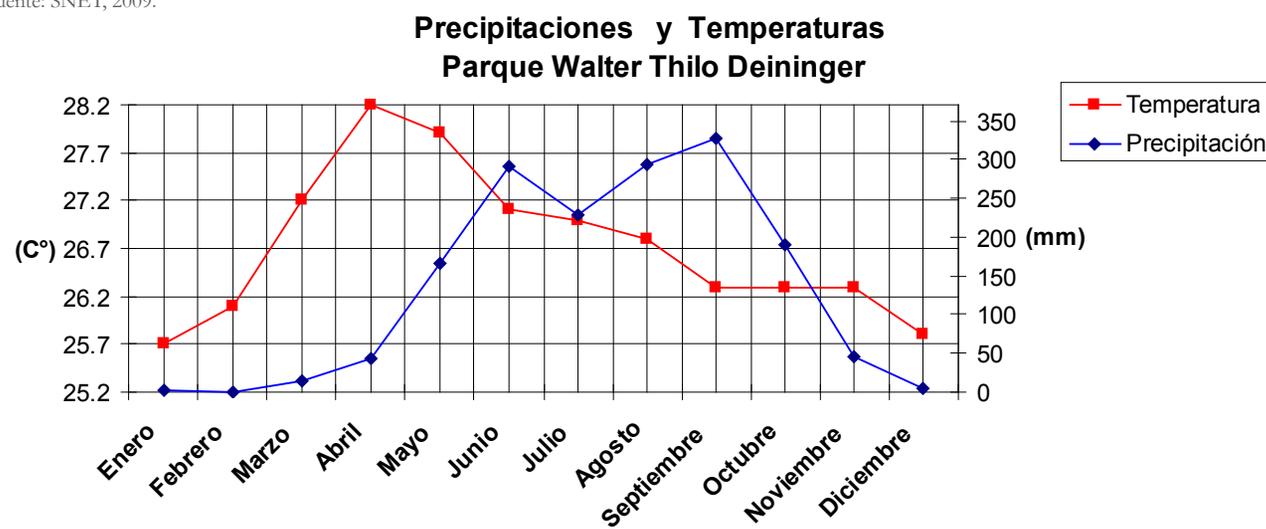


Figura 3. Contraste entre los promedios de precipitaciones y temperaturas registradas para el Parque Natural Protegida Walter Thilo Deininger. Fuente: SNET, 2009.

Precipitaciones Vrs. Evapotranspiración Parque Walter Thilo Deininger

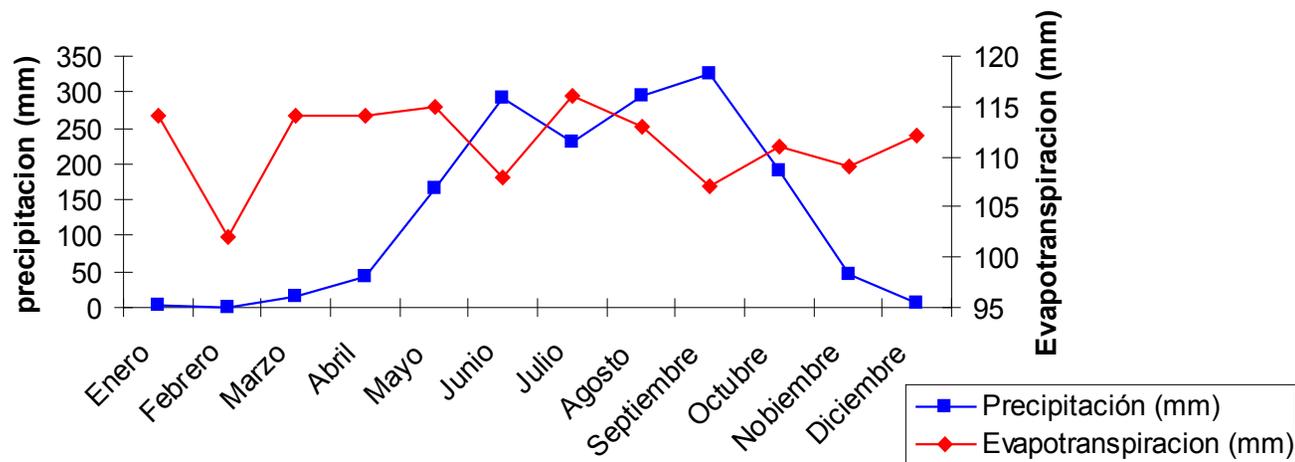


Figura 4. Contraste entre los promedios de precipitaciones y evapotranspiración potencial registradas para el Parque Natural Protegida Walter Thilo Deininger. Fuente: SNET, 2009.

La figura 5 muestra un área del bosque Caducifolio del parque nacional en la época seca y el mismo sitio en la época lluviosa.

Vegetación

La vegetación predominante en el área es la Selva baja Caducifolia (Flores, 1980), Bosque seco caducifolio (Lötschert, 1955) o Bosque Semihumedo Caducifolio (Lauer 1954).

Durante gran parte del año, la evapotranspiración de los bosques secos excede a la precipitación pluvial, teniendo un efecto significativo sobre la vegetación. Las condiciones edáficas (suelo mejor drenado, más seco) puede producir este tipo de vegetación (Janzen 1986).

Los árboles tienen cortezas más gruesas (adaptación contra el fuego), hojas menores y más gruesas (adaptación contra la desecación), espinas y espolones (adaptación contra los herbívoros), raíces más largas (para alcanzar la capa freática que se encuentra más profunda), y otras características que convergen gradualmente con las bien desarrolladas

adaptaciones a la sequía de las plantas leñosas de las zonas de sabana y desierto (Janzen 1986).

Es el tipo de vegetación que ocupa la mayor superficie en El Salvador. Bota follaje durante la época seca, llamado por eso “bosque caducifolio” y se encuentra entre los 0 y 800 msnsm. En su mayoría donde predominaba este tipo de vegetación en lugar de bosque, a causa de las quemadas, se desarrollan formaciones menos exuberantes (Witsberger *et al.* 1982).

Estos bosques secundarios, no se pueden formar densamente porque los habitantes hacen talas y quemadas cada cierto tiempo. Los bosques secos vírgenes ya no existen en el país, Lauer menciona ya para 1954, que los restos vírgenes de estos bosques eran rarísimos y que solo se contaba con una reducida área en las proximidades del Lago de Güija, donde actualmente se encuentra el área natural protegida San Diego-La Barra.

El número de especies, entre las cuales se encuentran buenas maderas de construcción y especies con

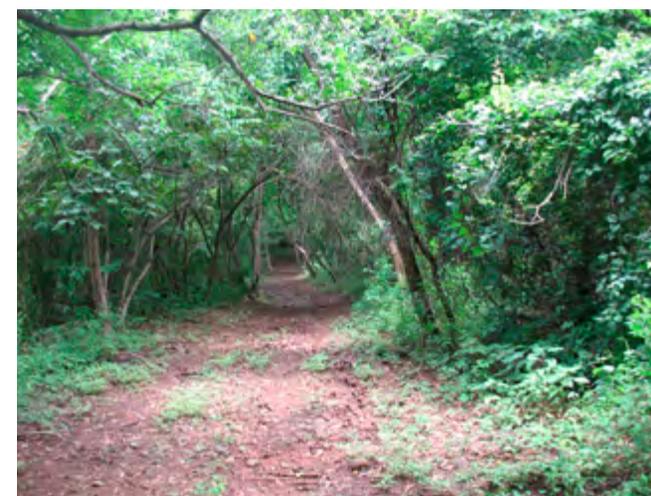
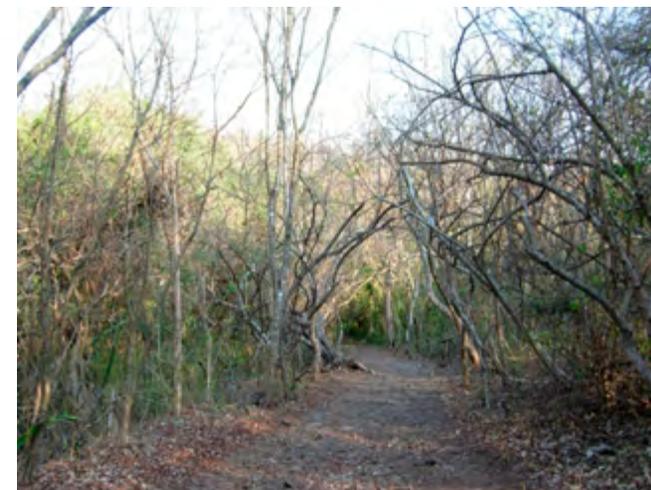


Figura 5. Contraste de la cobertura foliar entre época seca y lluviosa del área conocida como El Coyolar dentro del PNWTD, departamento de La Libertad.

propiedades medicinales, son muy abundantes. También aquí están representadas en su mayoría las Fabáceas (Janzen 1986).

Los terrenos del PNWTD soportan varios tipos de comunidades vegetativas naturales como el Bosque Ripario por la orilla de los ríos (perennifolio) y el bosque seco caducifolio (Fig. 6).

Los resultados detallados de las especies Botánicas identificadas por área de estudio se muestran en los cuadros 2 y 3.

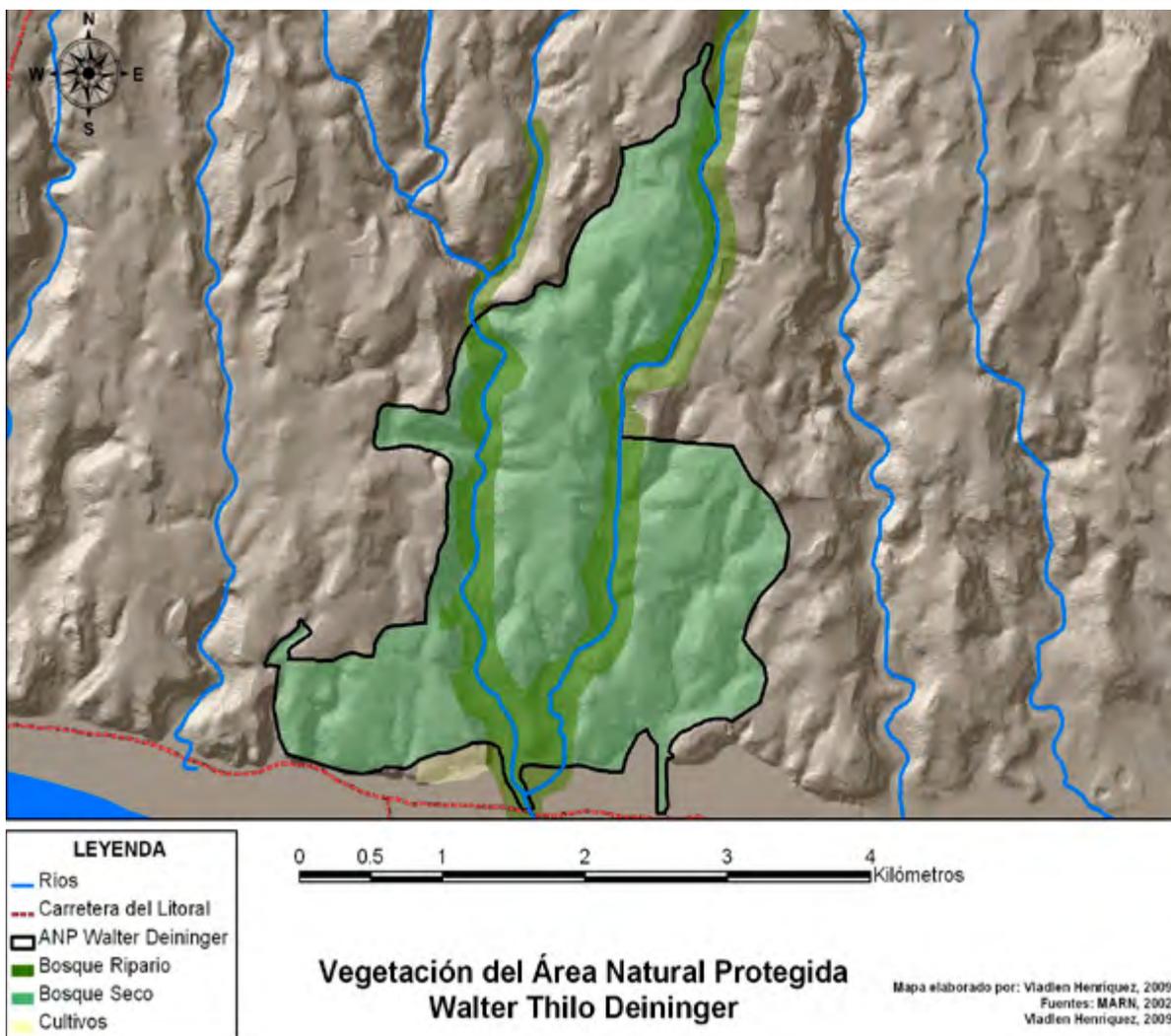


Figura 6. Comunidades vegetales que alberga la selva baja caducifolia del Área Natural Protegida Walter Thilo Deininger, departamento de La Libertad.

Trabajo de Campo

Se realizaron dos visitas previas de reconocimiento a la zona, en Enero y Febrero de 2008, a partir de las cuales se eligieron las localidades de recolecta y trampeo. Cada una estuvo separada aproximadamente por 500 metros de longitud una de otra, en las cuales quedaron representados todos los tipos de vegetación de la zona (Fig. 7). Se efectuaron 80 días efectivos de recolecta y observaciones, durante 9 meses, de marzo a noviembre del 2008 (Cuadro 4). Se trato de que cada una de las localidades fueran muestreadas al menos una vez por época.

Cuadro 2. Listado de especies arbóreas reportadas en el Parque Nacional Walter Thilo Deininger para este estudio.

Familia	Nombre común	Especie	Bosque Ripario	Bosque Caducifolio
Anacardiácea	Jocote jobo	<i>Spondias radlkoferi</i>	x	x
	Jocote pitarrilla	<i>Spondia purpurea</i>		x
Anonaceae	Chirimuya	<i>Annona holocercia</i>	x	
	Sincuya	<i>Annona purpurea</i>	x	
	Anono colorado	<i>Annona reticulata</i>	x	
	Polanco	<i>Sapranthus nicaraguensis</i>	x	
Apocynaceae	Cojon de puerco	<i>Stemmademia donell-smithi</i>	x	
	Flor de mayo	<i>Plumeria rubra</i>		x
Araceae	Coco	<i>Coco nucifera</i>	x	
Araceae	Coyol	<i>Acronomia aculeata</i>	x	
Bignoniaceae	Cortez	<i>Tabebuia impetiginosa</i>	x	x
	Cortez blanco	<i>Tabebuia chrysantha</i>		x
	Maquilishuat	<i>Tabebuia rosea</i>	x	x
Bombacaceae	Ceiba	<i>Ceiba pentandra</i>	x	x
	Ceibito	<i>Ceiba aesculifolia</i>		x
	Shilo	<i>Pseudobombax ellipticum</i>		x
Burseraceae	Jiote	<i>Bursera simaruba</i>	x	x
Cecropiaceae	Guarumo	<i>Cecropia peltata</i>	x	
Choclospermaceae	Tecomasuche	<i>Choclospermum vitifolium</i>		x
Combretaceae	Volador	<i>Terminalia Oblonga</i>	x	
Cordiaceae	Tiguilote	<i>Cordia dentata</i>		x
Crysobalanaceae	Jobo	<i>Licania retifolia</i>	x	x
Ebenaceae	Titere	<i>Diospyros verae</i>	x	x
Euphorbiaceae	Tambor	<i>Omphalea oleifera</i>		x
Fabaceae	Iscanal	<i>Acacia bindis</i>	x	x
	Conacaste blanco	<i>Albizia caribea</i>	x	
	Cenicero	<i>Albizia guachapele</i>	x	
	Almendra macho	<i>Andira inermis</i>	x	
	Carao	<i>Cassia grandis</i>	x	
	Guachipilin	<i>Dyphisa americana</i>	x	x
	Conacaste negro	<i>Enterolobium cyclocarpum</i>	x	
	Pito	<i>Eritrina berteorana</i>	x	x
	Madre cacao	<i>Glicida sepium</i>	x	x
	Copinol	<i>Hymenea courbaril</i>	x	
	Pepeto negro	<i>Inga jagfolia</i>	x	
	Pepeto real	<i>Inga vera spuria</i>	x	
	Chaparro negro	<i>Lonchocarpus minimiflorus</i>	x	x
	Chaparro Blanca	<i>Lonchocarpus peninsulares</i>	x	
	Cincho	<i>Lonchocarpus salvadorensis</i>	x	
	Cicahute	<i>Lysiloma aurium</i>		x
	Quebraco	<i>Lysiloma divaricatum</i>	x	
	Uña de Gato	<i>Machaerium bionulatum</i>	x	x
	Mangollano	<i>Pithecellobium dulce</i>	x	
	Zorra	<i>Pithecellobium saman</i>	x	
	Memble	<i>Poeppigia procera</i>	x	x
	Chichipate	<i>Sweetia panamensis</i>	x	
Lauraceae	Canelo montes	<i>Ocotea veraguensis</i>	x	
Meliaceae	Cedro	<i>Cedrela odorata</i>	x	
	Caoba	<i>Swietenia humilis</i>	x	
Menispermaceae	Jocote del diablo	<i>Hyperbaena tonduzzi</i>	x	
Moraceae	Amate	<i>Ficus labrata</i>	x	
	Hule	<i>Castilla elastica</i>	x	
	Matapalo	<i>Ficus obtusifolia</i>	x	
Polygonaceae	Papaturre negro	<i>Coccoloba barbadensis</i>	x	x
	Papaturre blanco	<i>Coccoloba caracasaza</i>	x	
	Mulato	<i>Triplaris melaenodendron</i>	x	
Rubiaceae	Irayol	<i>Genipa americana</i>	x	
	Salamo	<i>Calyophyllum candidissimum</i>		x
Sapotaceae	Tempisque	<i>Sideroxylon Capiri</i>	x	
Sterculaceae	Castaño	<i>Sterculia apetala</i>	x	
Ulmaceae	Capulin macho	<i>Trema micrantha</i>	x	x

Cuadro 3. Listado de especies de hiervas y arbustos reportadas en el sotobosque del Parque Nacional Walter Thilo Deininger para este estudio.

Familia	Nombre común	Especie	Bosque Ripario	Bosque Caducifolio
Agavaceae	Izote	<i>Yucca elephantipes</i>	x	x
Amaranthaceae	Bledo	<i>Amaranthus spinosus</i>	x	x
Araceae	Huiscoyol	<i>Bractis balanoidea</i>	x	x
Araceae	Piñanona	<i>Monstera spp.</i>	x	
Aristolochiaceae	Chumpipito	<i>Aristolochia maxima</i>	x	
Aristolochiaceae	Chumpipito	<i>Aristolochia anguicida</i>	x	
Asclepiadaceae	Cuchamper	<i>Macrosepis Spp.</i>	x	
Asteraceae	Flor amarilla	<i>Bidens radiata</i>	x	x
Boraginaceae	Cola de alacran	<i>Heliotropium indicum</i>	x	x
Cactaceae	Pitahaya	<i>Acabitheerus pentaonius</i>	x	x
Cactaceae	Organo	<i>Lemairocerus eichlamii</i>		x
Cactaceae	Tuna	<i>Opuntia salvdornesis.</i>		x
Combretaceae	Chupa miel	<i>Combretum fruticosum</i>	x	
Compositae	Mejorana	<i>Agerantum conyzoides</i>	x	x
Compositae	Flor amarilla	<i>Baltimora recta</i>	x	x
Compositae	Oreja de chucho	<i>Elephantopus spicatus</i>	x	
Compositae	Botoncillo blanco	<i>Malanthera nivea</i>	x	x
Compositae	hierba del sapo	<i>Melampodium divaricatum</i>	x	x
Compositae	Hierba del toro	<i>Tridax rprocumbens</i>	x	x
Cucurbitaceae	Pepino espinoso	<i>Rytidosstylis cartaginensis</i>	x	x
Cyperaceae	Coyolillo	<i>Cyperus diffusus</i>	x	x
Cyperaceae	Coyolillo	<i>Cyperus rotundis</i>	x	x
Cyperaceae	Coyolillo	<i>Cyperus mutisii</i>	x	x
Esterculiaceae	Gusano	<i>Melochia pyramidata</i>	x	
Euphorbiaceae	Hierba duende	<i>Acalypha setosa</i>	x	x
Euphorbiaceae	Escoba	<i>Euphorbia heterophylla</i>	x	
Euphorbiaceae	Higerillo	<i>Phyllantus niruri</i>	x	
Euphorbiaceae	Tempate	<i>Ricinus communis</i>	x	
Euphorbiaceae	Piede de venado	<i>Jatropha carcas</i>	x	x
Fabaceae	Pata de cabra	<i>Bauhinia unguolata</i>	x	x
Fabaceae	Bejuco cadena	<i>Bauhinia aculeata</i>	x	
Fabaceae	Zarza	<i>Bauhinia guianensis</i>	x	
Fabaceae	Capitán	<i>Mimosa albida</i>	x	x
Fabaceae	Frijolillo	<i>Desmodium Spp.</i>	x	x
Fabaceae	Lengua de vaca	<i>Centrosema Spp.</i>	x	
Fabaceae	Pan caliente	<i>Calopogonium mucunoides</i>	x	x
Loasaceae	Escobilla	<i>Loasa scandens</i>	x	x
Malvaceae	Dormilona	<i>Sida acuta</i>	x	x
Mimosaceae	Platanillo	<i>Mimosa pudica</i>	x	x
Musaceae	Sangre de chucho	<i>Heliconia latispatha</i>	x	
Papaveraceae	Ala de murciélago	<i>Bocconia spp.</i>	x	x
Passifloraceae	Granadilla montes	<i>Passiflora coriacea</i>	x	
Passifloraceae	Granadilla	<i>Passiflora foetida</i>	x	x
Passifloraceae	Epacina	<i>Passiflora standleyi</i>	x	
Phytolaccaceae	Santa María	<i>Petiveria alliacea</i>	x	
Piperaceae	Cordoncillo	<i>Piper amalago</i>	x	
Piperaceae	Bambú	<i>Piper tuberculatum</i>	x	
Poaceae	Mozote	<i>Bambusa vulgaris</i>	x	
Poaceae	Cola de gallo	<i>Cenchrus brownii</i>	x	x
Poaceae	Barrenillo	<i>Eleusine indica</i>	x	x
Poaceae	Ilusión	<i>Cynodon dactylon</i>	x	x
Poaceae	Zacate conejo	<i>Rhynchelytrum roseum</i>	x	x
Poaceae	Quina	<i>Ischborus unisetus</i>	x	x
Rubiaceae	Cichipince	<i>Couatarea hexandra</i>	x	
Rubiaceae	Mora de sopa	<i>Hamelia patens</i>	x	x
Solanaceae	Chichicaste colorado	<i>Solanum americanum</i>	x	
Urticaceae	Chichicaste colorado	<i>Myriocarpa longipes</i>	x	x
Verbenaceae	Cinco negritos	<i>Lantana camara</i>	x	x

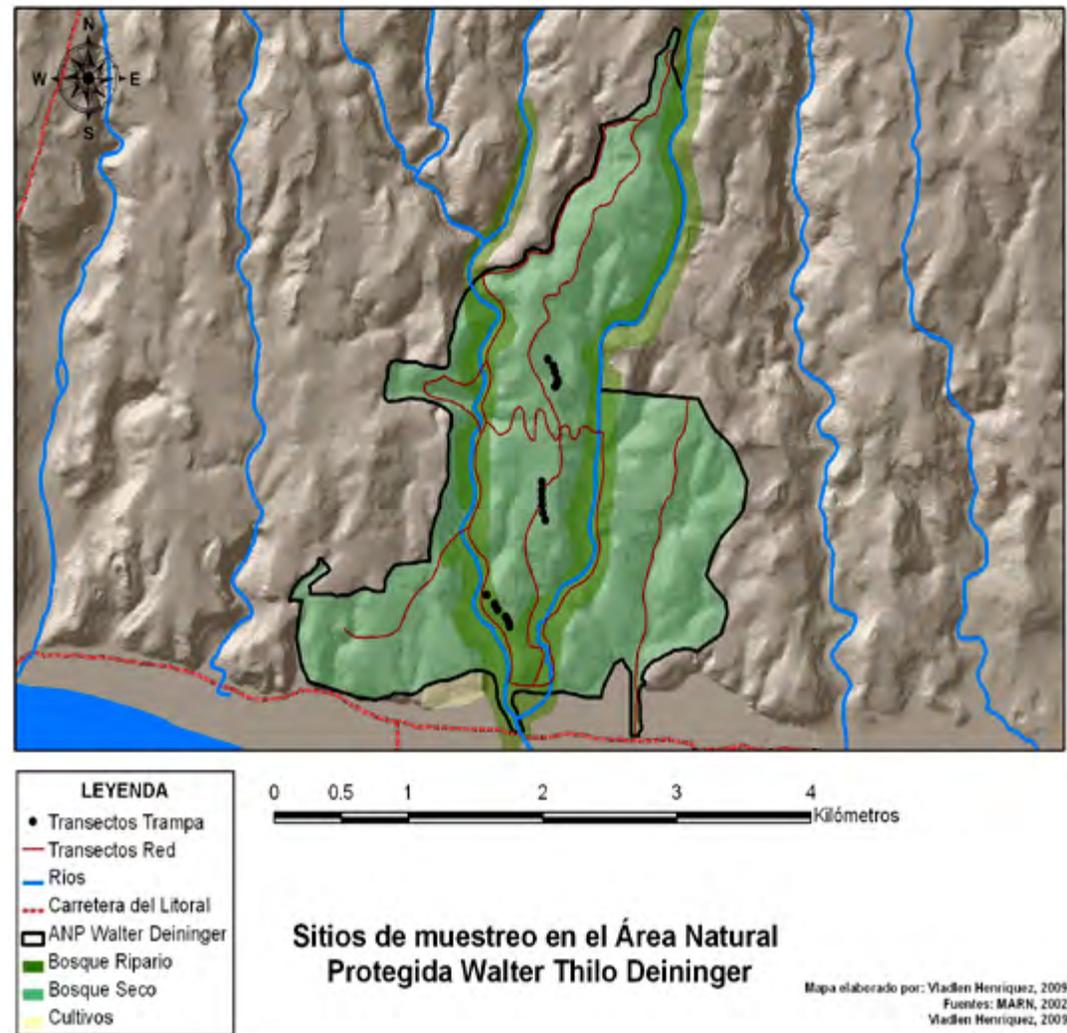


Figura 7. Ubicación de puntos y transectos dentro del área Natural Protegida Walter Thilo Deininger, departamento de La Libertad.

Cuadro 4. Calendario de salidas al campo (días por mes).

Hábitat	Meses									Total
	M	A	M	J	J	A	S	O	N	
Bosque caducifolio	5	3	5	5	5	3	6	3	5	40
Bosque Ripario	5	5	3	5	5	4	5	3	5	40
Total días/mes	10	8	8	10	10	7	11	6	10	80

Las recolectas se iniciaban a las 09:00 y terminaban a las 16:00 horas aproximadamente; la mayoría de veces la recolecta por medio del uso de la trampa Van Someren-Rydon (Raydon, 1964) (Fig. 8) se llevó a cabo a la par del uso de la red entomológica (red batidora o red de mano). El Cebo o Atrayente utilizado para tal fin una mezcla de Cerveza, Ron y frutas fermentadas, cortadas en rebanadas y con cáscara: *Musa paradisiaca* “guineo”, *Anacardum occidentale* “marañón” y *Manguifera indica* “mango”.

Para el establecimiento de los transectos se midió 50 metros de longitud desde el margen de caminos o ríos para evitar variaciones en la toma de muestras por el efecto de borde. Se colocaban de forma intercalada 6 trampas en el dosel y 6 trampas en el sotobosque, haciendo un total de 12 trampas-red en cada localidad, a una distancia aproximada de 50 metros de un punto a otro, las trampas del nivel superior del bosque (dosel) fueron marcadas con números pares mientras las del sotobosque con números impares (Fig. 9), en el sotobosque la altura de las trampas es de 1-3 m.

La red entomológica (red batidora o red de mano), permitió recolectar mariposas adultas sobre diferentes sustratos alimentarios o en sitios donde se les podía observar, manifestando algún tipo de conducta como cortejo, territorialidad, termorregulación, oviposición o percheo, y una vez logrado esto, se registraban los datos en bolsas de papel donde se guardaban después de sacrificarlas apretándoles el tórax. Si se encontraba forrajeando en algún sustrato como arena húmeda, excremento o frutos en descomposición se anotaba en la libreta de campo.

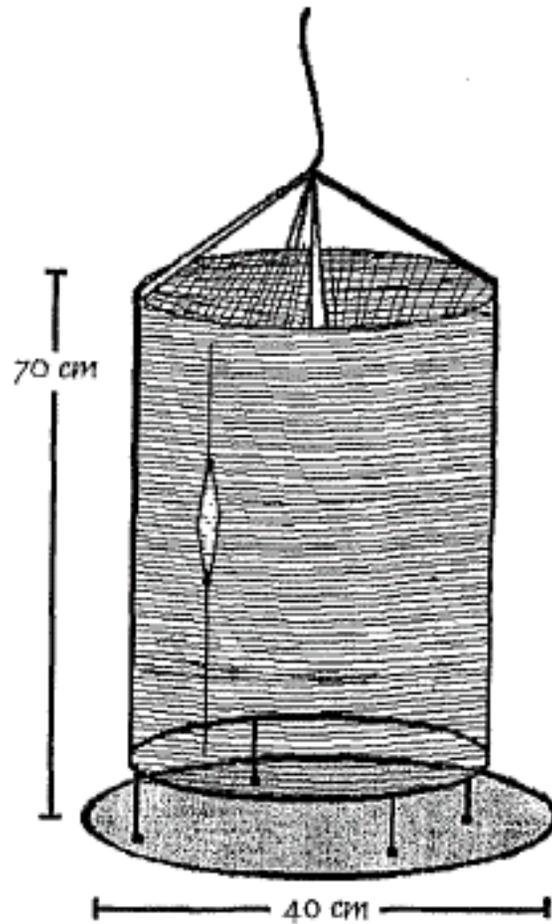


Figura 8. Diseño de la trampa cilíndrica Van Someren-Rydon utilizada durante el estudio.

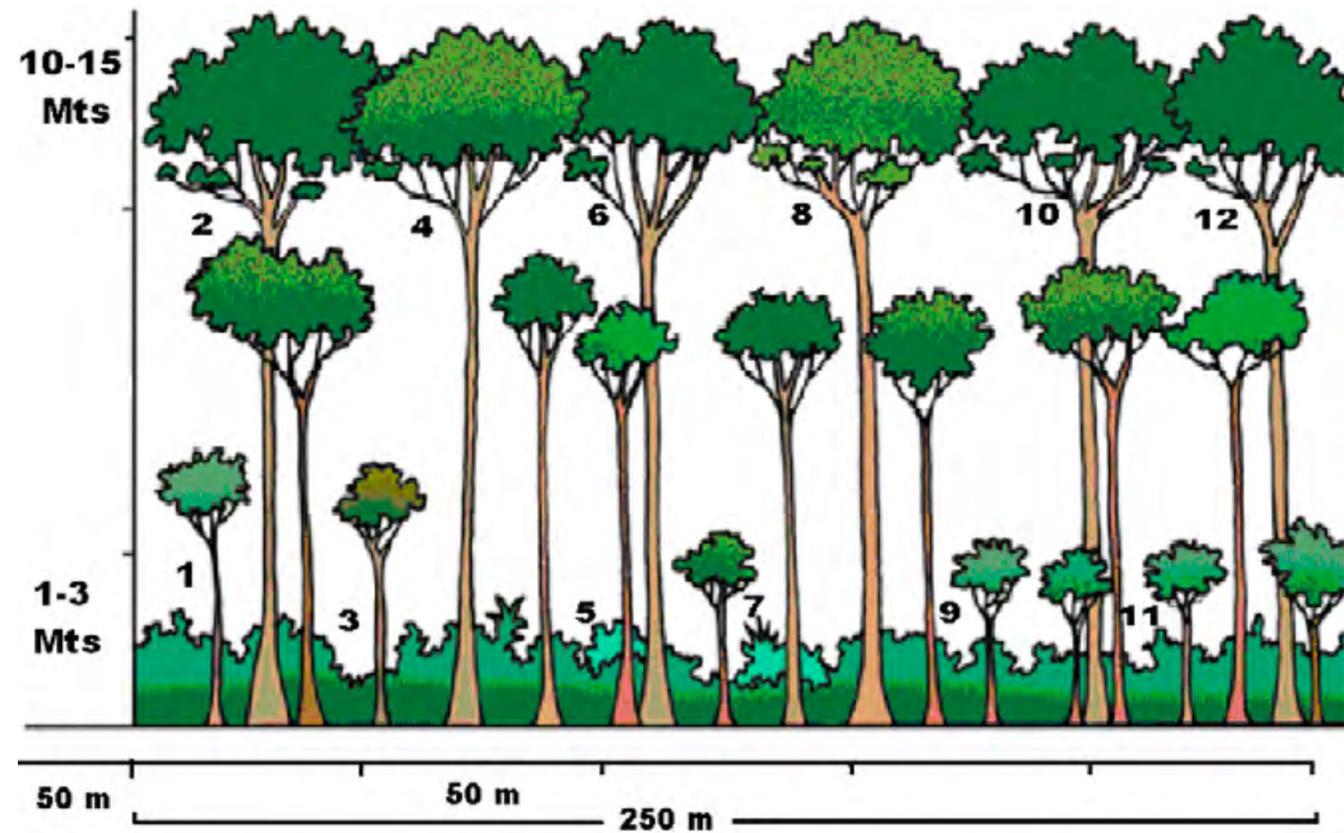


Figura 9. Distribución de las trampas-red (Van Someren-Rydon) en el dosel y sotobosque del bosque para una localidad.

Determinación taxonómica

La determinación taxonómica de los especímenes se efectuó por comparación con colecciones de lepidópteros de la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de El Salvador, corroborándose en la mayoría de casos utilizando claves ilustradas de las revisiones taxonómicas más recientes y obras básicas. Esta información se obtuvo, para la mayoría de los grupos, a partir de los trabajos de De la Maza, R.R. (1987), DeVries, P.J. (1987,1996), Chacon, G.I. (2007) y Glassberg, J. (2007). Se contó también, con el apoyo de la base fotográfica de la familia Hesperidae del área de conservación de Guanacaste, Costa Rica <http://janzen.sas.upenn.edu/caterpillars/database.lasso>. Así también con la consulta al sistema de información Atta que ha desarrollado el Instituto Nacional de Biodiversidad de Costa Rica (INBio) www.inbio.ac.cr Como apoyo a los procesos de generación y divulgación de información sobre la biodiversidad.

El listado obtenido en este estudio sigue la nomenclatura y ordenamiento filogenético de acuerdo a la última revisión de la clasificación sinóptica de las mariposas diurnas del neotrópico, según Lamas (2004).

Manejo de datos

Para determinar la riqueza, diversidad y composición de mariposas de cada sitio se utilizaron índices de riqueza, diversidad, equidad y similitud.

Para el análisis de los gremios alimentarios de los Papilionoidea y Hesperioidea en la zona, se tomaron en cuenta los datos del sustrato sobre el cual fueron capturadas u observadas cada una de las especies. Con estos datos se elaboró un cuadro, donde se representan los números de especies de cada gremio o grupos de especies que se alimentaban de un sustrato o varios.

Curvas de acumulación de especies y estimadores de eficiencia de muestreo. Para estimar la eficiencia de muestreo en el presente estudio se empleo el programa EstimateS 8.0. A partir de los datos de presencia y ausencia para el conjunto de las trampas

se obtuvo una curva de acumulación de especies con las especies observadas y varios estimadores de riqueza total esperada. La eficacia de los estimadores varía dependiendo del sitio y metodología de estudio cuando se muestrean insectos. Entre los estimadores de riqueza disponibles se emplearon ACE Mean, ICE Mean, Chao 1, Chao 2, Jack 1 y Jack 2. Estos estimadores fueron escogidos por que dan las apreciaciones más moderadas y las más altas respectivamente. Así se obtuvo un intervalo en el que la riqueza real probablemente se encuentre incluida.

Resultados

La diversidad de las mariposas diurnas se analizó de acuerdo al 91% de las especies capturadas, esto último tomando en cuenta que el análisis estadístico fue con base en la presencia de mariposas diurnas adultas, excluyendo del análisis las 11 especies de polillas o papalotas (mariposas nocturnas), que fueron capturadas por las trampas Van Someren-Ryndon o recolectadas con red entomológica (red batidora o red de mano). en el transcurso de la investigación. Del total de los especímenes 8 especies son nuevos registros para el país. La presencia de las especies de polillas en las horas de muestreo se puede explicar, porque las trampas permanecían día y noche en el dosel y sotobosque.

Lista de especies

Con base a la determinación de los 2090 ejemplares resultantes de las recolecciones y observaciones para este estudio, se integro un listado de 132 especies de mariposas diurnas pertenecientes a 5 familias, de la superfamilia Papilionoidea (Papilionidae, Pieridae, Nymphalidae, Lycaenidae y Riodinidae); 2 Subfamilias (Hesperinae y Pyrginae), de la familia Hesperidae, de la superfamilia Hesperioidea. Se anexa un listado de las polillas que fueron registradas en el transcurso de la investigación pero que fueron excluidas del análisis estadístico. Las especies con un asterisco (*) representan nuevos registros para El Salvador; dos asteriscos (**) especies no determinadas posibles nuevos registros para el país.

Listado faunístico de los Papilionoidea y Hesperioidea del PNWTD de El Salvador

Superfamilia Papilionoidea

Familia Papilionidae

Subfamilia Papilioninae

Tribu Leptocirni

Subtribu Leptocrina

Género *Eurytides*

E. Ephidans (Doubleday, 1846)

E. Philolaus (Boisduval, 1836)

Tribu Troidini

Subtribu Batina

Género *Battus*

B. Polydamas Polydamas (Linneo, 1768)

Subtribu Troidina

Género *Parides*

P. Eurimedes Mylotes (H. Bates, 1861)

P. Iphidamas (Fabricius, 1793)

P. Montezuma (Westwood, 1842)

Género *Heraclides*

H. Cresphontes (Cramer, 1777)

H. Thoas (Rothschild Y Jordán, 1906)

Familia Pieridae

Subfamilia Pierinae

Tribu Pierini

Género *Ascia*

A. Monuste Monuste (Linneo, 1764)

Género *Itaballia*

I. Demophile Centralis (Joicey Y Talbot, 1928)

Subfamilia Coliadinae

Género *Eurema*

E. Daira Cepio (Godmani Y Savin, 1889)

E. Mexicana Mexicana (Boisduval, 1836)

E. Proterpia (Fabricius, 1775)

E. Xanthochlora (Kollar, 1860)

Género *Phoebis*

P. Agarithe Agarithe (Boisduval, 1836)

P. Argante Argante (Fabricius, 1775)

P. Philea (Linneo, In Johanson, 1763)

P. Senae Marcellina (Cramer, 1777)

Género *Zerene*

Z. Cesonia Cesonia (Stoll, 1791)

Familia Nymphalidae

Subfamilia Apaturinae

Género *Doxocopa*

D. Laure (Drury, 1773)

D. Calliarina (Ménétriés, 1855)

Subfamilia Biblidinae

Tribu Cyrestini

Género *Marpesia*

M. Petreus (Swainson 1833)

M. Chiron (Fabricius, 1775)

Tribu Biblidini

Subtribu Epicalina

Género *Eunica*

E. Monima (Stoll, 1782)

Género *Catonephebe*

C. Numilia (Cramer, 1775)

Subtribu Ageronina

Género *Hamadryas*

H. Amphinome (Linneo, 1767)

H. Atlantis (H.W.Bates, 1864)

H. Februa (Hübner, 1823)

H. Feronia (Linneo, 1758)

H. Glauconome (H.W.Bates, 1864)

H. Guatemalena (H.W.Bates, 1864)

Subtribu Epipiliina

Género *Nica*

N. Flavilla (Godart 1824)

Género *Pyrrhogyra*

P. Neaerea (Linneo, 1758)

P. Otolais (H.W.Bates, 1864)

Género *Temenis*

T. Laothoe (Cramer, 1777)

Subtribu Eubagina

Género *Dynamine*

D. Postverta (Cramer, 1779)

Subtribu Callicorina

Género *Callicore*

C. Pitheas (Latreile, 1813)

Subfamilia Charaxinae

Tribu Anaecini

Género *Consul*

C. Fabius (Duncan, 1837)

Género *Zaretis*

Z. Ellops (Menetries, 1855)

Género *Fountainea*

F. Euryppyle (C. Felder y R. Felder, 1862)

Tribu Preponini

Género *Archaeoprepona*

A. Demophon Centralis (Fruhstorfer, 1905)

A. Demophoon Gulita (Fruhstorfer, 1905)

Género *Prepona*

P. Laertes Omphale (Hübner, 1819)

Subfamilia Danainae

Tribu Euploeini

Subtribu Ituniina

Género *Lycorea*

L. Halia (Hübner, 1816)

Tribu Danaini

Subtribu Danaina

Género *Danaus*

D. Erisimus (Cramer, 1777)

D. Gilipus (Cramer, 1775)

Subfamilia Heliconinae

Tribu Argynini

Género *Euptoieta*

E. Hegesia (Cramer, 1779)

Tribu Heliconini

Género *Agraaulis*

A. Vanillae (Linneo, 1758)

Género *Dryadula*

D. Phaetusa (Linneo, 1758)

Género *Dryas*

D. Iulia (Fabricius, 1775)

Género *Euides*

E. Isabella (Stoll, 1781)

Género *Heliconius*

H. Charitonia (Linneo, 1767)

H. Erato (Linneo, 1758)

H. Hecale (Fabricius, 1776)

H. Melpomene (Linneo, 1758)

Subfamilia Ithomiinae

Tribu Mechanitini

Género *Mechanitis*

M. Polymnia (Linneo, 1758)

Tribu Oleriini

Género *Hyposcada*

H. Virginiana (Hewitson, 1855)

Tribu Dircennini

Género *Pteronymia*

P. Cotytto (Guerin-Meneville, 1844)

Género *Greta*

G. Morgane Morgane (Greyer, 1837)

G. Morgane Oto (Hewitson, 1855)

Subfamilia Libytheinae

Género *Libytheana*

L. Carinenta Mexicana (Michener, 1943)

Subfamilia Limenitidinae**Tribu Limenitidini****Género *Adelpha****A. Fessonia* (Hewitson, 1847)*A. Seriphia Godmani* (Fruhstorfer, 1913)*A. Serpa Celerio* (H.W.Bates, 1864)**Subfamilia Morphinae****Tribu Morphini****Subtribu Morphina****Género *Morpho****M. Helemor Marinita* (Butler, 1872)*M. Polyphemus* (Westwood, 1850)**Tribu Brasolini****Género *Caligo****C. Telamonius Memnon* (C. Felder y R. Felder, 1862)**Género *Opsiphanes****O. Cassina* (C. Felder y R. Felder, 1862)**Subfamilia Nymphalinae****Tribu Coeini****Género *Colobura****C. Dirce* (Linneo, 1758)**Género *Historis****H. Acheronta* (Fabricius, 1775)*H. Odius* (Fabricius, 1775)**Género *Smyrna****S. Blomfieldia* (Fabricius, 1781)**Tribu Kallimini****Género *Anartia****A. Fatima* (Linneo, 1793)**Género *Junonia****J. Evarete* (Cramer, 1779)**Género *Siproeta****S. Stelens* (Linneo, 1758)**Tribu Melitaeine****Subtribu Euphydryna****Género *Chlosyne****C. Erodyle* (H.W.Bates, 1864)*C. Lacinia* (Geyer, 1837)*C. Melanarge* (H.W.Bates, 1864)*C. Theona* (Menetries, 1855)**Género *Microtia****M. Elva* (H.W.Bates, 1864)**Subtribu Phyciodina****Género *Antbnassa****A. Frisia Tulcis* (H.W.Bates, 1864)**Género *Tegosa****T. Anieta* (Hewitson, 1864)**Subfamilia Satyrinae****Tribu Satyrini****Subtribu Euptychiina****Género *Cissia****C. Confusa* (Staudinger, 1887)*C. Similis* (Butler, 1867)**Género *Taygetis****T. Thamyra* (Cramer, 1779)*T. Uncinata* (Weymer, 1907)**Familia Riodinidae****Subfamilia Euselasiinae****Tribu Euselasiini****Género *Euselasia****E. Hieronymi* (Salvin y Godman, 1868)*E. Mystica* (Schaus 1913)**Subfamilia Riodininae****Tribu Mesosemiini****Subtribu Mesosemina****Género *Mesosemia****M. Lamachus* (Hewitson, 1857)**Tribu Helicopini****Género *Anteros****A. Carausis* (Westwood, 1851)**Género *Emesis****E. Fatimella* (Westwood, 1851)**Tribu Riodinini****Género *Baeotis****B. Zonata* (R. Felder, 1869)**Género *Melanis****M. Pixe* (Boisduval, 1836)**Tribu Nymphidini****Subtribu Lemoniagina****Género *Synargis****S. Mycone* (Hewitson, 1865)**Subtribu Nymphidiina****Género *Hypophylla****H. Zeuripa* (Boisduval, 1836)**Familia Lycaenidae****Subfamilia Polymmatinae****Género *Hemiargus****H. Ceraunus* (Fabricius, 1793)**Subfamilia Theclinae****Tribu Eumaeini****Género *Phanthiades****P. Bitias* (Cramer, 1779)*P. Bathildis* (C. Felder y R. Felder, 1865)*Phanthiades Phaleros* (Linnaeus, 1767)**Género *Pseudolycaena****P. Damo* (H. Druce, 1875)**Género *Thereus****T. Ortalus* (Godman y Salvin, 1887)**Superfamilia Hesperioidea****Familia Hesperidae****Subfamilia Pyrginae****Tribu Eudamiini**

Género *Achalarus**A. Albociliatus* (Mabille, 1877)**Género** *Aguna**A. Metopbis* (Latreille, 1824)*A. Asander***Tribu** *Pyrgini***Género** *Achlyodes**A. Busiris Heros* (Ehrmann, 1909)**Género** *Anastrus**A. Neaeris* (Godman y Salvin, 1894)**Género** *Bolla**B. Imbras* (Godman y Salvin 1896)***Género** *Mylon**M. Pelopidas* (Fabricius, 1793)**Género** *Nisoniades**N. Laurentina* (R.C. Williams y Bell, 1939)***Género** *Pyrgus**P. Oileus* (Linneo, 1767)**Género** *Telemiades**T. Fides* (Geyer, 1832)***Género** *Heliopetes**H. Alana* (Reakirt, 1868)**Género** *Polycitor**P. Clela* (Evans, 1953)**Género** *Xenophanes**X. Tryxus* (Stoll, 1780)**Tribu** *Eudamini***Género** *Astraptus**A. Anaphus* (Cramer, 1777)*A. Fulgerator* (Walth, 1775)**Género** *Nascus**N. Paullinae* (Godman y Salvin 1896)**Género** *Cabares**C. Potrillo* (Lucas, 1857)**Género** *Drephahys**D. Oria* (Evans, 1952)**Drephahys Oriander****Género** *Ocyba**O. Calathana* (Hewitson, 1868)**Género** *Phocides**P. Belus* (Godman y Salvin, 1893)**Género** *Polygonus**P. Leo* (Gmelin, 1790)*P. Manueli* (Bell y W.P. Comstock, 1948)**Género** *Typedanus**T. Ampyx* (Godman y Salvin, 1893)***Género** *Urbanus**U. Doryssus* (Swainson, 1831)*U. Esmeraldus* (Butler, 1877)*U. Esta* (Evans, 1952)*U. Procne* (Prötz, 1880)**Subfamilia** *Hesperiinae***Género** *Amblyscirtes**A. Fluonia* (Godman, 1900)***Género** *Atrytonopsis**Atrytonopsis Ovinia****Género** *Lerodea**L. Eufala* (Edwards, 1869)**Listado de las 11 especies de Polillas o Papalotes (Mariposas Nocturnas), excluidas del análisis estadístico, pero registradas en el transcurso de la investigación****Superfamilia** *Uranoidea***Familia** *Uraniidae***Subfamilia** *Uraniinae***Género** *Urania**U. Fulgens* (Walker, 1854)**Superfamilia** *Noctuoidea***Familia** *Arctiidae***Subfamilia** *Ctenuchinae***Género** *Leucotmemis**L. Nexa* (Herrich-Schäffer, 1854)**Género** *Syntomeida**S. Epilais* (Walker, 1854)**Subfamilia** *Pericopinae***Género** *Chetone**Chetone Angulosa* (Walker 1854)**Género** *Hyalurga**H. Sora* (Boisduval 1870)**Género** *Phaloesia**P. Saucia* (Walker, 1854)**Familia** *Noctuidae***Subfamilia** *Catocalinae***Género** *Ascalapha**A. Odorata* (Linnaeus, 1758)**Género** *Coenipeta**C. Damonias* (Stoll, 1782)**Género** *Letis**L. Tuisana* (Schaus 1911)**Superfamilia** *Bombycoidea***Serie** *Saturniiformes***Familia** *Saturniidae***Subfamilia** *Arsenurina***Género** *Caio**C. Championi* (Druce, 1886)**Subfamilia** *Ceratocampinae***Género** *Eacles**E. Mperialis* (Drury, 1773)

En la figura 10 y 11 se ilustra la riqueza y cantidad de ejemplares para cada una de las seis familias estudiadas. La que presenta mayor cantidad de especies es Nymphalidae con 51% de las especies y el 64 % de los ejemplares, lo que concuerda con el hecho generalizado de que son la familia más diversa y abundante de las mariposas diurnas. La diferencia entre el número de especies y ejemplares (cuadro 5) puede deberse a que algunas especies presentan poblaciones con densidades bajas (Lamas 1981). Esto se aprecia mejor al observar los valores obtenidos por las familias Riodinidae y Lycaenidae que en su conjunto representan el 12% de las especies (15) y tan solo el 5% de los ejemplares (107) de la muestra de los Papilionoidea y Hesperioidea registrados; además debe considerarse, que 67 especies de Nymphalidae corresponden a 1353 ejemplares (64%) mientras que las 31 especies de Hesperidae quedan representadas por solamente 199 ejemplares (10%). De este modo, se representa aquí con claridad: pocas especies con muchos ejemplares (las dominantes) y muchas especies con pocos ejemplares (las eventuales); lo mismo ocurre con cada una de las familias de los Papilionoidea y Hesperioidea del parque Deininger.

Con base en el número de especies registradas para el parque Deininger, se puede considerar a este, el Parque Nacional de El Salvador, que mejor documentado se encuentra en cuanto a las superfamilias de mariposas diurnas Papilionoidea y Hesperioidea se refiere. Estas afirmaciones tienen su base en la falta de inventarios formales ó la supuesta existencia de listados de mariposas de algunas áreas naturales que nunca han sido publicados oficialmente.

Cuadro 5. Riqueza y abundancia de las familias estudiadas en el Parque Deininger.

Familia	Riqueza de especies	Abundancia
Papilionidae	8	105
Pieridae	11	326
Nymphalidae	67	1353
Hesperiidae	31	199
Riodinidae	9	61
Lycaenidae	6	46
Total	132	2090

Figura 10. Porcentaje de especies para cada una de las familias estudiadas en este trabajo.

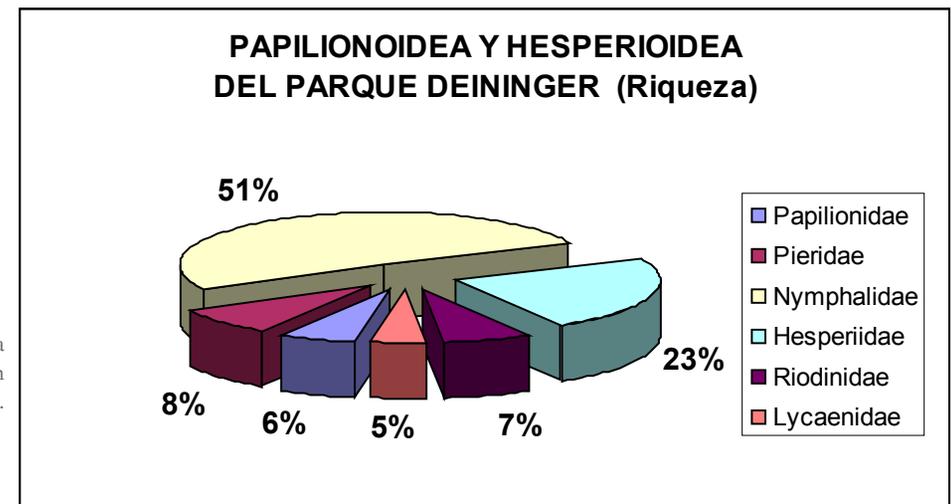
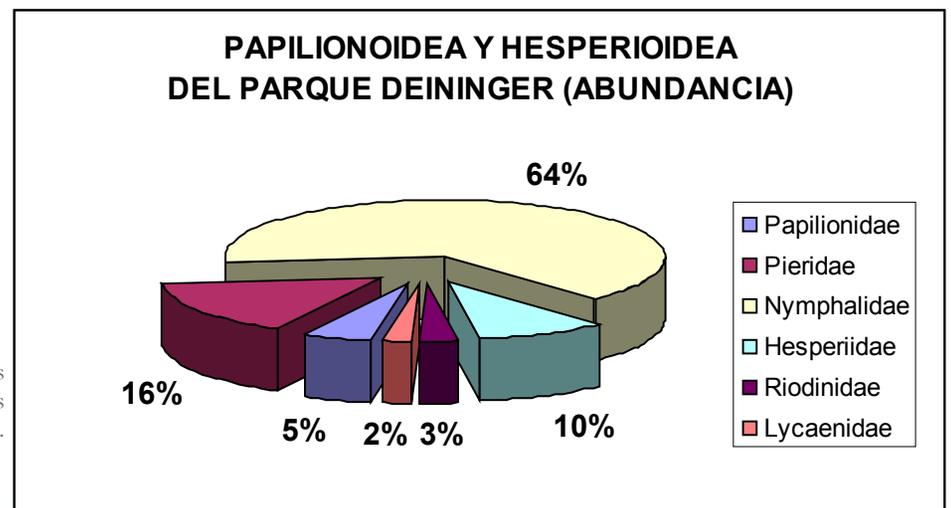


Figura 11. Porcentaje de individuos identificados para cada una de las familias estudiadas en este trabajo.



Charaxes jasius

La mariposa del madroño es una especie de lepidóptero ditrisio de la familia Nymphalidae. Se encuentra en las regiones del litoral mediterráneo de España, Portugal, islas mediterráneas y norte de África. Sus larvas se alimentan del árbol madroño, de ahí le viene el nombre.

Locación: Provincia de Alicante España.

Fotografía: Juan Carlos Galey.



El cariotipo del saltamontes andino *Trimerotropis andeana* Rehn J.A.G. 1939, (Orthoptera: Acrididae: Oedipodinae) y sus relaciones citotaxonómicas

José F. Franco

Centro de estudios Biológicos “Fortunato L. Herrera” Laboratorio de Citogenética. UA. Urb. Belenpampa A-8 (Santiago, Cusco, Perú).
Correo electrónico: josefranciscofranconavia@gmail.com

Resumen

Se describen por primera vez, las características citogenéticas del saltamontes andino *Trimerotropis andeana* Rehn 1939, procedente del sur del Perú, comparándose con las características cromosómicas de 2 especies sudamericanas anteriormente descritas.

Testículos y ciegos intestinales, fueron sometidos a tratamiento hipotónico con KCl, fijación con solución carnoy y las preparaciones cromosómicas se tiñeron con solución giemsa.

El resultado mostró un complemento de 23 cromosomas ($2n=22 + X$), en los machos y ($2n= 22 +XX$) en las hembras, cuyo cariotipo está conformado por 3 pares de autosomas meta/submetacéntricos y 8 pares telo/subtelocéntricos (NF=28 a) y los cromosomas “X” submetacéntricos.

Añadimos algunos datos de la meiosis y se establecen las relaciones citotaxonómicas entre las especies sudamericanas de este género.

Palabras clave: cromosomas, saltamontes, *Trimerotropis andeana*, citotaxonomía, Perú.

Abstract

Described for the first time, the cytogenetic characteristics of Andean grasshoppers *Trimerotropis andeana* Rehn 1939, from the south of Peru, comparing with the chromosomal descriptions of two South American species, previously known.

Blind gut and testis were subjected to treatment with hypotonic KCl and fixation with Carnoy solution chromosomal preparations were stained with Giemsa solution.

The result showed a complement of 23 chromosomes ($2n = 22 + X$) in males and ($2n = 22 + XX$) in females, whose karyotype consists of 3 pairs of autosomes meta / submetacentrics and 8 pairs telo / subtelocentric (NF = 28) and chromosome “X” submetacentrics.

We add some data of meiosis and cytotaxonomics relations between the south american species of this genus.

Keywords: chromosomes, grasshoppers, *Trimerotropis andeana*, cytotaxonomy, Perú.

Introducción

El género *Trimerotropis* Stal 1873, está constituido por un grupo diverso de 48 especies de saltamontes acrididos, de hábitos terrícolas, alimentación fitófaga y comportamiento bivoltino, los que están distribuidos en Norteamérica, Centroamérica y Sudamérica, desde la región occidental de Canadá y Estados Unidos, hasta el sur austral de Argentina y Chile, en América del sur (Mc Neill 1901, Rehn 1938, Otte 1995).

Pocas especies de *Trimerotropis* han sido reconocidas para Sudamérica, siendo 3 las especies definidas como válidas: *Trimerotropis ochraceipennis*, *Trimerotropis pallidipennis* y *Trimerotropis andeana*, destacándose que la especie más dominante para la región oriental de la cordillera de los andes es *Trimerotropis pallidipennis* cuya distribución geográfica, se extiende desde Perú al Sur Argentino Rehn (1939).

La revisión taxonómica de las especies sudamericanas de este género, desarrollada por Rehn (1939), admitía la existencia de 2 subespecies de *Trimerotropis pallidipennis* en Sudamérica (*T. pallidipennis pallidipennis* y *T. pallidipennis andeana*), mientras que un reciente estudio aportado por Otte (1995) concluye en elevar esta última subespecie a la categoría de especie (Otte 1995, new comb.).

Los estudios citogenéticos en el género *Trimerotropis*, han sido últimamente muy frecuentes, dada las características de la organización de sus cromosomas de fácil observación y estudio, cuya información aporta al complejo problema de la especiación y diferenciación cromosómica, de este singular género, dándole también una base más sólida a la taxonomía y filogenia del grupo, La Fuente *et al.* (1968) Mesa y Mesa (1971), White (1975), Goñi *et al.* (1985), Confalonieri (1988); sin embargo, el conocimiento de los cromosomas en las especies sudamericanas, continua siendo insuficiente o inexistente como ocurre en *T. andeana* que carece de información cromosómica y que en el caso de *T. ochraceipennis* de Chile, solo se cuenta con una breve descripción de su cariotipo,

que fue reportado por La Fuente *et al.* (1968) y desde entonces no ha sido confirmada ni recapitulada su citogenética, de manera que la única especie bien conocida cromosómicamente es *T. pallidipennis* de la que tratan todas las publicaciones recientes.

El hecho de que la especie *Trimerotropis andeana* Rehn J.A.G. 1939, (Fig. 1) sea una especie citogenéticamente desconocida, es el motivo de este aporte con el fin de describir sus cromosomas y compararlas con las 2 especies sudamericanas, integrantes del grupo “pallidipennis” en nuestro continente.



Figura 1. *Trimerotropis andeana*, Rehn 1939 mostrando las características del adulto: a) macho, vista lateral b) hembra, vista lateral c) hembra, vista dorsal, barra roja: escala: 7 mm. (Ejemplares de Limatambo, Cusco).

Materiales y métodos

Material biológico

Se procesó citológicamente, 12 ejemplares machos de *Trimerotropis andeana*, procedentes de 2 poblaciones de la región de Cusco: Limatambo y Sicuani, (cuadro 1).

Preparación cromosómica

Los cromosomas se prepararon mediante una técnica descrita por Cokendolpher y Brown (1985), con algunas modificaciones. Las gónadas se hipotonizaron en KCl al 0,075 por 10 a 15 minutos y fijados en dos cambios de Carnoy: ácido acético (3:1) (10 y 20 minutos).

La suspensión celular se preparó a partir de una pieza de tejidos en una gota de solución disgregadora modificada de “Targa”, sobre un portaobjetos. La coloración se efectuó con solución Giemsa al 3% por 20 minutos.

Cariotipo y comparaciones cuantitativas

La ordenación y determinación de la morfología cromosómica se desarrolló en base a la escala de Levan *et al.* (1964) y la comparación con otras especies fueron tomadas de las descripciones basadas en La Fuente *et al.* (1968), para *T. ochraceipennis* y Mesa (1971). Franco (1992), para *T. pallidipennis*.

Para la comparación de cariotipos, se tomó en cuenta los siguientes criterios cuantitativos: a) Cada tipo de cromosoma recibió una codificación numérica con secuencia lógica, que fue: Metacéntricos (4), Submetacéntricos (3), Subtelocéntricos (2), Telocéntricos (1), b) Número de brazos principales (NF), d) Índice de asimetría morfológica, según Romero Zarko (1984), utilizando la fórmula: $1 - \sum p/q / N$, donde p= brazo corto y q= brazo largo N= número de cromosomas comparados.

Con estos datos, se elaboró una tabla de contingencia la que fue sometida a un análisis de ligamiento multivariado, de acuerdo con Sokal y Sneath (1963), utilizando como índices de distancias (Distancias Euclidianas), los datos fueron procesados en el programa PAST versión 3.2 (2014).

Resultados

Cariotipo

Las metafases somáticas (ciegos intestinales) y espermatogoniales (testículos), en esta especie mostro $2n=23$ cromosomas para los machos, veintidós de los cuales son autosomas y uno cromosoma sexual "X" (Determinación del sexo cromosómico de tipo XO en los machos y XX en las hembras) y el número de brazos principales en los autosomas fue de $NF=28$. (Fig. 2, cuadro 2).

El cariotipo obtenido es agrupado en 3 grupos de acuerdo a su tamaño relativo: El primer grupo formado por 3 pares de cromosomas submetacéntricos grandes (SM1,- SM3), El segundo grupo integrado por 6 pares de cromosomas subteloecéntricos medianos, caracterizados por presentar un pequeño brazo corto (ST4 – ST9) y el tercer grupo conformado por 2 pares de pequeños cromosomas telocéntricos, con el centrómero en el extremo terminal de los cromosomas. (T10 – T11). El cromosoma sexual "X" está constituido por un elemento submetacéntrico mediano. (Cuadro 2).

Meiosis

Durante la meiosis se forman 11 bivalentes autosómicos, bien definidos y un univalente que corresponde al gonosoma "X" (Fig. 3), cuyo comportamiento fue normal en la mayoría de placas estudiadas.

Durante la primera profase meiótica la sinapsis se da en todos los autosomas mostrándose como elementos filiformes enredados y alargados, diferenciándose del cromosoma "X" por su condensación notoria y heteropignosis positiva (Fig. 4).

Cuadro 1. Material biológico estudiado (*Trimerotropis andeanus*) y localidades de colecta en el sur del Perú.

Localidad de recolecta	Región	Especímenes recolectados
Limatambo: 13° 28' 51" latitud Sur, 72° 26' 45" de latitud Oeste, 2577 m.	Cusco	7 machos 12 hembras
Sicuani : 14°16'16" Latitud Sur., 71°13'44" Oeste Longitud, 3546 m.	Cusco	5 machos 9 hembra

Cuadro 2. Valores cariométricos de los cromosomas de *Trimerotropis andeana* (Acrididae, Oedipodinae), del sur del Perú.

Par Cromosómico PC	Índice Centromérico IC %	Tipo de cromosoma TC
1	29.85	Sub Metacéntrico
2	32.23	Sub Metacéntrico
3	35.71	Sub Metacéntrico
4	15.72	Sub Telocéntrico
5	14.45	Sub Telocéntrico
6	9.87	Sub Telocéntrico
7	15.50	Sub Telocéntrico
8	12.48	Sub Telocéntrico
9	14.89	Sub Telocéntrico
10	-	Telocéntrico
11	-	Telocéntrico
X	38.47	Sub Metacéntrico

Durante el diplonema y la diasinesis se observan los quiasmas que muestran configuraciones abiertas y serradas aumentando la condensación de los bivalentes y el "X" heteropignótico.

En la metafase I, los bivalentes se condensan al máximo y el cromosoma "X" en heteropignosis negativa se colorea menos que los bivalentes autosómicos.

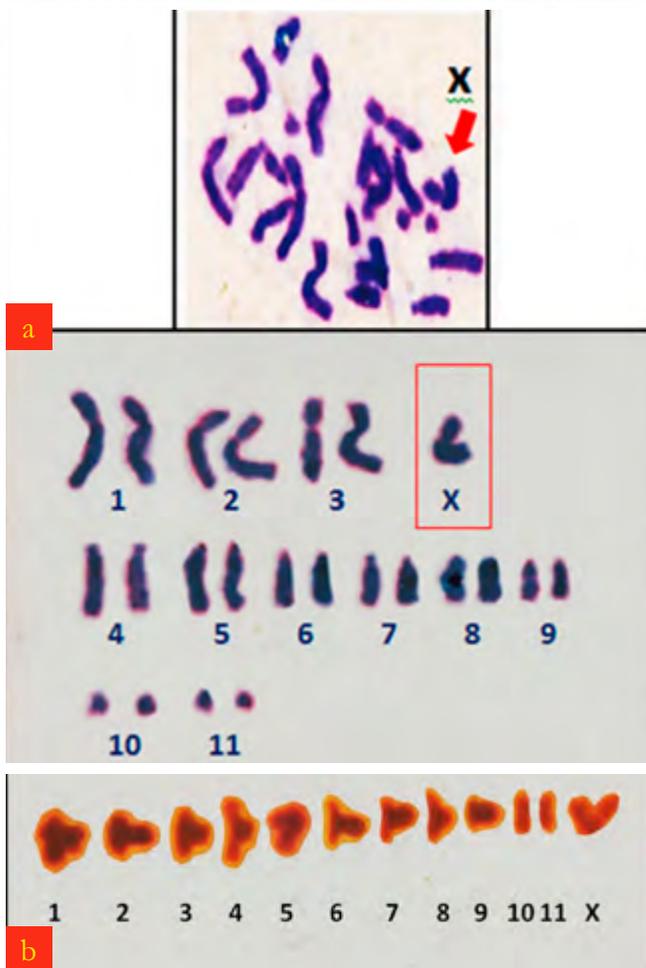


Figura 2. Cariotipo del saltamontes andino *Trimerotropis andeana* Rehn 1939 (Acrididae Oedipodinae), a) cromosomas mitóticos y b) metafase I, mostrando los 11 bivalentes autosómicos y un gonosoma “x”, tal como se observa en la meiosis.

Diferencias citotaxonómicas

En el grupo *Pallidipennis* sudamericanos las 3 especies definidas como *T. pallidipennis*, *T. ochraceipennis* y *T. andeana*, pueden ser diferenciadas cada una por una fórmula cariotípica distinta y el comportamiento meiótico de sus cromosomas, (cuadro 3).

De acuerdo con las características morfológica de los cromosomas de *T. andeana*, esta especie presenta una fórmula : (3 SM + 6 ST + 2 T + X SM), resultando muy parecida con *T. pallidipennis* que tiene (3 SM

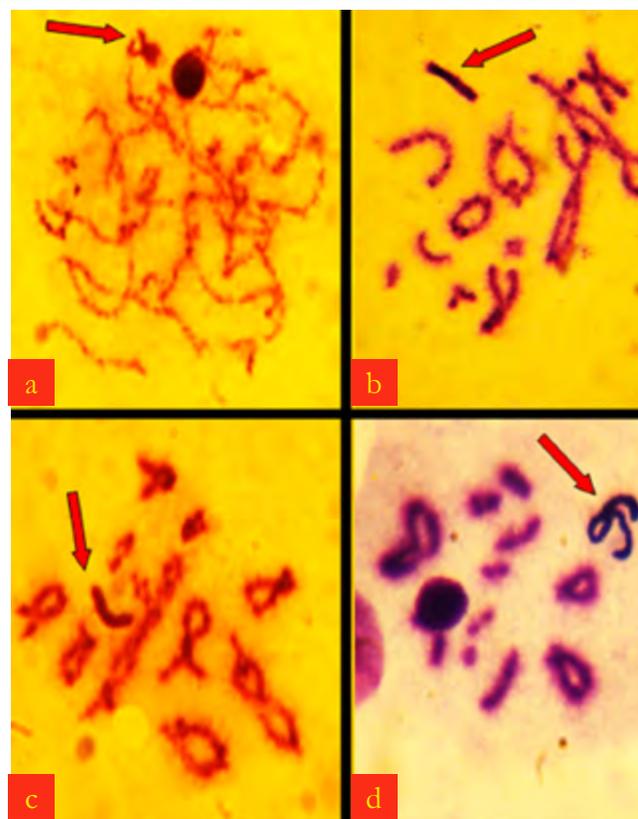


Figura 3. Profase meiótica en *Trimerotropis andeana*: a) paquinema, b), c) diplonemas y d) diasinesis, las flechas señalan el cromosoma “X”.

+ 5 ST + 3T + XM), y ambas fórmulas son muy diferentes de *T. ochraceipennis* por tener (5 SM + 6 T + X M), a esta diferenciación de los cariotipos aportan también el grado de asimetría y el número de brazos principales con lo cual se obtuvo un fenograma de similitud de los 3 cariotipos comparados (Fig. 4 , Cuadro 4) y que muestra la relación que se da entre las 2 especies peruanas y su separación de *T. ochraceipennis* con la que difiere significativamente en su morfología cromosómica.

Discusión

Los resultados obtenidos en este estudio, muestra que *Trimerotropis andeana* presenta un complemento diploide de $2n=23$ cromosomas en los machos, es decir 22 autosomas y un cromosoma “X”, y “XX” en

las hembras, cuyo número cromosómico y mecanismo de determinación del sexo, predominan en todas las especies del género, Coleman (1948), White (1949), Helwing (1955), La fuente *et al.* (1968), Mesa (1971), Franco (1992), (1993).

La comparación de este cariotipo, con las ya descritas para *T. ochraceipennis* de Chile por La Fuente *et al.* (1968) y *T. pallidipennis* del Sur del Perú, Franco (1992), (1993), permite reconocer la diferenciación cariotípica conservada por cada especie y que permite distinguirlas sin dificultades por sus fórmulas ya comentadas anteriormente, pese al notable parecido que comparten varios cromosomas entre *T. andeana* y *T. pallidipennis* y que puede encontrarse mayores diferencias a nivel de heterocromatina constitutiva (Bandas C), que aún falta estudiar y que dará información de mayor relevancia, junto con el estudio de los NOR activos, por medio de la coloración argéntica.

Adicionalmente resulta también útil la comparación del grado de asimetría de los cariotipos en las 3 especies comparadas y que de acuerdo a la cuantificación en base al Índice de Asimetría intracromosómica, según Romero-Zarco (1986), la especie que tiene un cariotipo más asimétrico fue *T. ochraceipennis* de Chile, con AIC= 0.60 frente a *T. pallidipennis* que presenta AID= 0.36 y que nuestra especie estudiada (*T. andeana*), mostro el cariotipo menos asimétrico en este grupo, con AID=0.30.

La asimetría parece estar relacionada con la acumulación de inversiones pericéntricas y la formación de cromosomas bbraquiales (meta y submetacéntricos), cuya génesis estaría dada por mecanismos de aislamiento geográfico encontrado en las barreras de los andes y el clima drástico existente en el sur de Chile y la Patagonia, esto explicaría la mayor acumulación de cromosomas submetacéntricos de *T. ochraceipennis* en relación a las 2 especies comparadas, cuya hipótesis apoya el planteamiento ya reconocido por Mesa (1971), sobre el origen de los cromosomas meta y submetacéntricos en el género *Trimerotropis*.

Cuadro 3. Comparación de cariotipos en tres especies de Trimerotropis sudamericanas.

Par Cromosómico	T. ochraceipennis La Fuente et al., 1968	T. pallidipennis Franco, 1992	T. andeana Franco 2015
1	SM	SM	SM
2	SM	SM	SM
3	SM	SM	SM
4	SM	ST	ST
5	SM	ST	ST
6	T	ST	ST
7	T	ST	ST
8	T	ST	ST
9	T	T	ST
10	T	T	T
11	T	T	T
X	SM	M	SM

Cuadro 4. Matriz básica de datos para la comparación de los cariotipos, en las especies sudamericanas de saltamontes andinos Trimerotropis.

Par Cromosómico	T. ochraceipennis	T. pallidipennis	T. andeana
1	3	3	3
2	3	3	3
3	3	3	3
4	3	2	2
5	3	2	2
6	1	2	2
7	1	2	2
8	1	2	2
9	1	1	2
10	1	1	1
11	1	1	1
X	3	4	3
NF	36	42	44
AIC	0.60	0.36	0.30

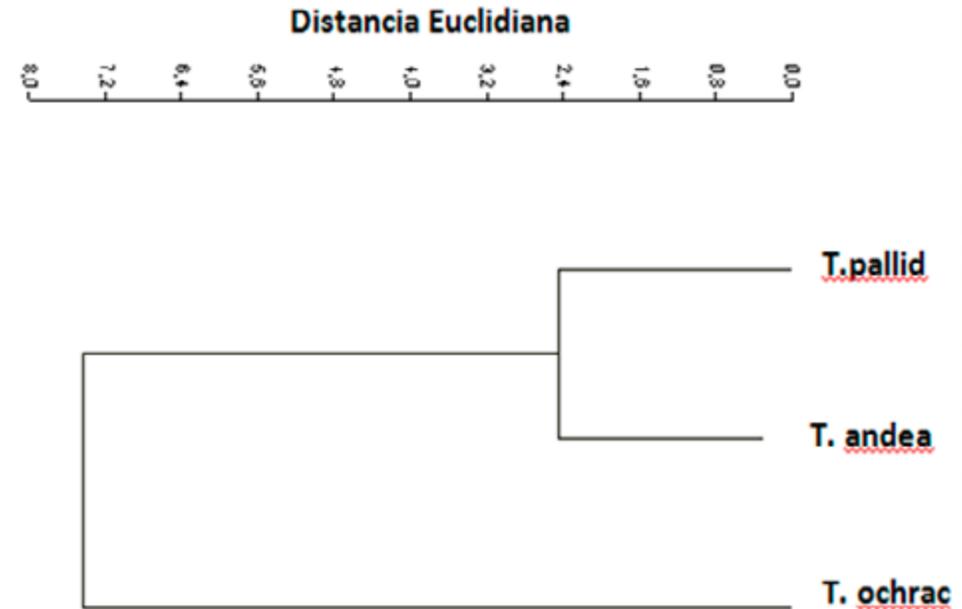


Figura 4. Fenograma de similitud de los cariotipos en el grupo Pallidipennis (Orthoptera Acrididae), sudamericanos.

Bibliografía

CIGLIANO M.,POCCO M, y C. LANGE 2011 Grasshoppers of the Andes: new Melanoplinae and Gomphocerinae taxa (Insecta, Orthoptera, Acrididae) from Huascarán National Park and Callejón de Huaylas, Ancash, Peru Zoosystema 33 (4) : 523 – 544.

COLEMAN, L.C., 1948. The cytology of some Western species of *Trimerotropis* (Acrididae). Genetics, 33: 519-528.

EVANS, W.L., 1954. Cytology of the grasshopper genus *Circotettix*. Amer. Nat., 88: 21-32.

COLOMBO P: y V. CONFALONIERI 1996. An adaptative pattern of inversion polymorphisms in *Trimerotropis pallidipennis* (Orthoptera). Hereditas 125: 289-296.

- COLOMBO P. 2003. Inversion polymorphism and natural selection in *Trimerotropis pallidipennis* (Orthoptera). *Hereditas* 139:68- 74.
- CONFALONIERI, V.A. (1988) Effects of centric shift polymorphisms on chiasma conditions in *Trimerotropis pallidipennis* (Oedipodinae: Acrididae). *Genetica*, 76, 171–179.
- COKENDOLPHER J. C. and BROWN J. D., 1985. - Air-dry method for studying chromosomes of insects and arachnids. *Entomol. News*, 96: 114-118.
- FRANCO N. J., 1992. Morfología fálca y algunos rearrreglos cromosómicos en dos acrididos del Valle del Cusco. Tesis para optar al grado de Bachiller en Ciencias Biológicas. UNSAAC 52 pp
- FRANCO N. J. 1993. Introducción a la citotaxonomía de acridios peruanos (Orthoptera Acrididae) existentes en Cusco. XXXV Convención Nacional de Entomología. Arequipa Perú, Libro de Resúmenes, 4pp.
- FRANCO J. 1995. Algunos rearrreglos cromosómicos en dos especies de acridios andinos (Orthoptera Acrididae). III Congreso Peruano de Genética. Libro de resúmenes 25 p.
- GOÑI E, BELTRAMI M., LEIRA S., CRIVEL M., PANZERA F., CASTELLANOS P., y A. BASSO. 1985. Geographic patterns of chromosomal variation in populations of the grasshopper (*Trimerotropis pallidipennis*) from southern Argentina. *Can. J. Genet. y Citol.* 27 (3) : 259 – 271.
- GUERRA M. 1999. Giemsa: a simple, multiple-use dye for chromosome analysis. *Genet. Mol Biol.* 22(1): 21-34.
- GUERRA M. 2009. *Introducao a Citogenética Geral*. Edith Guanabara S.P. Brazil. 370 pp.
- HELWIG, E.B., 1929. Chromosomal variations correlated with geographical distribution in *Circotettix verruculatus* (Orthoptera). *J. Morph.*, 47: 1-36.
- HELWIG, E.B., 1955. Spermatogenesis in hybrids between *Circotettix verruculatus* and *Trimerotropis suffusa* (Orthoptera: Oedipodinae). *Univ. Col. Studies Series in Biol.*, 3:47-64.
- HAMMER O. HARPER D., RYAN P. 2014. PAST Paleontological Statistics Software Package for education and data analysis. *Paleotologia Electronica*. (vers 3.2) pp.
- LAFUENTE, N., P. ESPONDA y J. SOLERVICENS, 1968. Citotaxonomía en Orthopteros chilenas. *Rev. Chil. Ent.*, 6: 91-99.
- MESA A. 1971. Polimorfismo cromosómico en *trimerotropis pallidipennis*. (Orthoptera : Acridoidea Oedipodinae). *Rev. Per. Ent.* 14 (2) : 229 – 233.
- REHN, J.A.G., 1939. The South-American species of the Oedipodinae genus *Trimerotropis*, *Trans. Amer. Ent. Soc.*, 65: 495-514.
- ROMERO ZARCO, C. 1986. A new method for estimating karyotype asymmetry. *Taxon* 35: 526-530.
- OTTE, D. 1995. Grasshoppers (Acridomorpha). University of Philadelphia USA. 867 pp.
- OTTE, D. 1995. Orthoptera species file, The Orthopterists Society and The Academy of Natural Sciences of Philadelphia, Philadelphia 5: 630 pp.
- ROZEK M., 1994. A new chromosome preparation technique for insect. Short Communication. *Chromosome Research* 2: 76-78.
- LEVAN, A.K., A. FREDGA y R. SANDBERG. 1964. Nomenclature for centromeric position of chromosomes. *Hereditas* 52: 201-220.
- WHITE, M.J.D., 1949. A cytological survey of wild populations of *Trimerotropis* and *Circotettix* (Orthoptera, Acrididae). I. The chromiatternes of twelve species. *Genetics*, 34: 537-563.
- WHITE, M.J.D. 1951a. A cytological survey of wild populations of *Trimerotropis* and *Circotettix*. II. Racial differentiation in *T. sparsa*. *Genetics*, 36: 31-53.
- WHITE M.J.D. 1951b. Structural heterozygosity in natural populations of the grasshopper *Trimerotropis sparsa*. *Evolution*, 5: 376-394.
- WHITE M.J.D. 1973. *Animal Cytology and Evolution*. Edith University of Oxford. USA. 795 pp.
- SNEATH P H A y SOKAL. 1973 R R. Numerical taxonomy: the principles and practice of numerical classification. San Francisco: Freeman, 573 p.

Spilotes pullatus

Es una especie terrestre y arborícola. Se alimenta de especies menores, pájaros y pequeños mamíferos. Debido a movimiento rápido le llaman voladora. Su comportamiento es agresivo, cuando se siente amenazada levanta su cabeza hasta un metro del suelo y tiende a morder vigorosamente. No es venenosa.

Fotografía: Kailor mora
Estudiante de Gestión de los Recursos Naturales,
Universidad de Costa Rica.



BIOMA

La naturaleza en tus manos

Normativa para la publicación de artículos en la revista BIOMA

Naturaleza de los trabajos: Se consideran para su publicación trabajos científicos originales que representen una contribución significativa al conocimiento, comprensión y difusión de los fenómenos relativos a: recursos naturales (suelo, agua, planta, atmósfera, etc) y medio ambiente, técnicas de cultivo y animales, biotecnología, fitoprotección, zootecnia, veterinaria, agroindustria, Zoonosis, inocuidad y otras alternativas de agricultura tropical sostenible, seguridad alimentaria nutricional y cambio climático y otras alternativas de sostenibilidad.

La revista admitirá artículos científicos, revisiones bibliográficas de temas de actualidad, notas cortas, guías, manuales técnicos, fichas técnicas, fotografías de temas vinculados al ítem anterior.

En el caso que el documento original sea amplio, deberá ser publicado un resumen de 6 páginas como máximo. Cuando amerite debe incluir los elementos de apoyo tales como: tablas estadísticas, fotografías, ilustraciones y otros elementos que fortalezcan el trabajo. En el mismo trabajo se podrá colocar un link o vínculo electrónico que permita a los interesados buscar el trabajo completo y hacer uso de acuerdo a las condiciones que el autor principal o el medio de difusión establezcan. No se aceptarán trabajos que no sean acompañados de fotografías e imágenes o documentos incompletos.

Los trabajos deben presentarse en texto llano escritos en el procesador de texto word de Microsoft o un editor de texto compatible o que ofrezca la opción de guardar como RTF. A un espacio, letra arial 10 y con márgenes de 1/4".

El texto debe enviarse con las indicaciones específicas como en el caso de los nombres científicos que se escriben en cursivas. Establecer títulos, subtítulos, subtemas y otros, si son necesarios.

Elementos de organización del documento científico.

1. El título, debe ser claro y reflejar en un máximo de 16 palabras, el contenido del artículo.
2. Los autores deben establecer su nombre como desea ser identificado o es reconocido en la comunidad académica científico y/o área de trabajo, su nivel académico actual. Estos deben ser igual en todas sus publicaciones, se recomienda usar en los nombres: las iniciales y los apellidos. Ejemplo: Morales-Baños, P.L.

Regulations For the publication of articles in BIOMA Magazine

Nature of work: For its publication, it is considered original research papers that represent a significant contribution to knowledge, understanding and dissemination of related phenomena: natural resources (soil, water, plant, air, etc.) and the environment, cultivation techniques and animal biotechnology, plant protection, zootechnics, veterinary medicine, agribusiness, Zoonoses, safety and other alternative sustainable tropical agriculture, food and nutrition security in addition to climate change and sustainable alternatives.

Scientists will admit magazine articles, literature reviews of current topics of interest, short notes, guides, technical manuals, technical specifications, photographs of subjects related to the previous item.

In the event that the original document is comprehensive, a summary of 6 pages must be published. When warranted, it must include elements of support such as: tables statistics, photographs, illustrations and other elements that strengthen the work. In the same paper, an electronic link can be included in order to allow interested people search complete work and use it according to the conditions that the author or the broadcast medium has established. Papers not accompanied by photographs and images as well as incomplete documents will not be accepted.

Entries should be submitted in plain text written in the word processor Microsoft Word or a text editor that supports or provides the option to save as RTF. Format: 1 line spacing, Arial 10 and 1/4" margins. The text should be sent with specific instructions just like scientific names are written in italics. Set titles, captions, subtitles and others, if needed.

Organizational elements of the scientific paper.

1. Title must be clear and reflect the content of the article in no more than 16 words.
2. Authors, set academic standards. Name as you wish to be identified or recognized in the academic-scientific community and/or work area. Your presentation should be equal in all publications, we recommend using the names: initials and surname. Example: Morales-Baños, P.L.

3. Filiación/Dirección.

Identificación plena de la institución donde trabaja cada autor o coautores, sus correos electrónicos, país de procedencia del artículo.

4. Resumen, debe ser lo suficientemente informativo para permitir al lector identificar el contenido e interés del trabajo y poder decidir sobre su lectura. Se recomienda no sobrepasar las 200 palabras e irá seguido de un máximo de siete palabras clave para su tratamiento de texto. También puede enviar una versión en inglés.

Si el autor desea que su artículo tenga un formato específico deberá enviar editado el artículo para que pueda ser adaptado tomando su artículo como referencia para su artículo final.

Fotografías en tamaño mínimo de 800 x 600 píxeles o 4" x 6" 300 dpi reales como mínimo, estas deben de ser propiedad del autor o en su defecto contar con la autorización de uso. También puede hacer la referencia de la propiedad de un tercero. Gráficas deben de ser enviadas en Excel. Fotografías y gráficas enviadas por separado en sus formatos originales.

Citas bibliográficas: Al final del trabajo se incluirá la lista de las fuentes bibliográficas consultadas. Para la redacción de referencias bibliográficas se tienen que usar las Normas técnicas del IICA y CATIE, preparadas por la biblioteca conmemorativa ORTON en su edición más actualizada.

Revisión y Edición: Cada original será revisado en su formato y presentación por él o los editores, para someterlos a una revisión de ortografía y gramática, quienes harán por escrito los comentarios y sugerencias al autor principal. El editor de BIOMA mantendrá informado al autor principal sobre los cambios, adaptaciones y sugerencias, a fin de que aporte oportunamente las aclaraciones del caso o realicen los ajustes correspondientes.

BIOMA podrá hacer algunas observaciones al contenido de áreas de dominio del grupo editor, pero es responsabilidad del autor principal la veracidad y calidad del contenido expuesto en el artículo enviado a la revista.

BIOMA se reserva el derecho a publicar los documentos enviados así como su devolución.

No se publicará artículos de denuncia directa de ninguna índole, cada lector sacará conclusiones y criterios de acuerdo a los artículos en donde se establecerán hechos basados en investigaciones científicas.

No hay costos por publicación, así como no hay pago por las mismas.

Los artículos publicados en BIOMA serán de difusión pública y su contenido podrá ser citado por los interesados, respetando los procedimientos de citas de las Normas técnicas del IICA y CATIE, preparadas por la biblioteca conmemorativa ORTON en su edición más actualizada.

Fecha límite de recepción de materiales es el 20 de cada mes, solicitando que se envíe el material antes del límite establecido, para efectos de revisión y edición. Los materiales recibidos después de esta fecha se incluirán en publicaciones posteriores.

La publicación y distribución se realizará mensualmente por medios electrónicos, colocando la revista en la página Web www.edicionbioma.wordpress.com, en el Repositorio de la Universidad de El Salvador, distribución directa por medio de correos electrónicos, grupos académicos y de interés en Facebook.

3. Affiliation / Address.

Full identification of the institution where every author or co-authors practice their work and their emails, country procedence of paper.

4. Summary. this summary should be sufficiently informative to enable the reader to identify the contents and interests of work and be able to decide on their reading. It is recommended not to exceed 200 words and will be followed by up to seven keywords for text processing.

5. If the author wishes his or her article has a specific format, he or she will have to send the edited article so it can be adapted to take it as reference.

6. Photographs at a minimum size of 800 x 600 pixels or 4 "x 6" 300 dpi output. These should an author's property or have authorization to use them if not. Reference to the property of a third party can also be made. Charts should be sent in Excel. Photographs and graphics sent separately in their original formats.

7. Citations: At the end of the paper, a list of bibliographical sources consulted must be included. For writing references, IICA and CATIE Technical Standards must be applied, prepared by the Orton Memorial Library in its current edition.

Proofreading and editing: Each original paper will be revised in format and presentation by the publisher or publishers for spelling and grammar checking who will also make written comments and suggestions to the author. Biome editor will keep the lead author updated on the changes, adaptations and suggestions, so that a timely contribution is made regarding clarifications or making appropriate adjustments. Biome will make some comments on the content of the domain areas of the publishing group, but is the responsibility of the author of the accuracy and quality of the content posted on the paper submitted to the magazine.

Biome reserves the right to publish the documents sent and returned.

No articles of direct complaint of any kind will be published. Each reader is to draw conclusions and criteria according to articles in which facts based on scientific research are established.

There are no publication costs or payments.

Published articles in BIOMA will be of public broadcasting and its contents may be cited by stakeholders, respecting the citation process of IICA and CATIE Technical Standards, prepared by the Orton Memorial Library in its current edition.

Deadline for receipt of materials is the 20th of each month. Each paper must be sent by the deadline established for revision and editing. Materials received after this date will be included in subsequent publications.

The publication and distribution is done monthly by electronic means, placing the magazine in PDF format on the website of Repository of the University of El Salvador, direct distribution via email, academics and interest groups on Facebook nationally and internationally.

Envíe su material a:

Send your material by email to:

edicionbioma@gmail.com