

CAPÍTULO

13

INSECTOS TERRESTRES



Chinche (*Vulsirea nigrorubra*)

INSECTOS TERRESTRES

ILEANA FERNÁNDEZ GARCÍA¹
 JORGE LUIS FONTENLA RIZO¹
 MARTA M. HIDALGO-GATO GONZÁLEZ¹
 DARYL DAVID CRUZ FLORES¹
 DELY RODRÍGUEZ VELÁZQUEZ¹
 BETINA NEYRA RAOLA¹
 NEREIDA MESTRE NOVOA¹
 ESTEBAN GUTIÉRREZ CUBRÍA²

1. Instituto de Ecología y Sistemática
 2. Museo Nacional de Historia Natural de Cuba

INTRODUCCIÓN

Con aproximadamente un millón de especies descritas (Bailowitz y Palting, 2010) y una cifra por describir estimada entre 5 y 10 millones (Ødegaard, 2000), los insectos representan el grupo animal más diverso. De hecho, la clase Insecta agrupa a más de la mitad de todos los organismos conocidos en el planeta. Debido a su diversidad y papel ecológico, los insectos pueden suministrar información sobre los cambios en la diversidad asociada a la fragmentación y la calidad de los hábitats. Por ejemplo, las mariposas reaccionan de manera rápida ante cambios ambientales, ya sean estos relacionados con el tiempo, el clima, la degradación o la contaminación (Prabakaran *et al.*, 2014 y Min Lee *et al.*, 2015). Otros grupos, como las hormigas, se consideran adecuados para establecer líneas bases para la diversidad biológica (Rojas *et al.*, 2012).

La realización de inventarios de insectos requiere del conocimiento básico en la identificación de los diferentes órdenes. Si estos se realizan de una manera estandarizada, es posible llevar el registro de la abundancia relativa de las especies, lo cual permite la aplicación de estimaciones de la diversidad y el conocimiento más preciso de la estructura de



Xylocopa cubaecola

los ensambles ecológicos y de su estado de conservación.

Comparado a otras islas del Caribe, el conocimiento acerca de la taxonomía de algunos órdenes de insectos en Cuba es relativamente alto. Sin embargo, la información relacionada con la ecología, dinámica de poblaciones y composición de los ensambles, es aún escasa y existen grandes territorios de la isla donde no se han realizado estudios entomológicos.

El mayor conocimiento sobre la composición de las comunidades de insectos está concentrada en zonas de alta diversidad como son los macizos montañosos de la Sierra de los Órganos (Coy *et al.*, 2000), la Sierra del Rosario (Fernández *et al.*, 2005; Hidalgo-Gato *et al.*, 2010; Cruz y Barro, 2015), Topes de Collantes (Mestre *et al.*, 2003), en la región Jibacoa-Hanabanilla, en el Macizo de Guamahaya (Rivero, 2006), Nipe-Sagua-Baracoa (Portuondo, 1998, 2001) y Sierra Maestra (Portuondo, 2000, 2001). Por otra parte, en otros ecosistemas cubanos como son los cayos del Archipiélago de Sabana-Camagüey, en los últimos años se han incrementado los estudios relacionados con la composición y distribución de las especies (Rodríguez-León *et al.*, 2000; Rivero *et al.*, 2003; Fernández,

2014; López y Torres, 2014; Núñez *et al.*, 2014; Rodríguez-León e Hidalgo-Gato, 2014).

Dado lo anterior, resulta necesario incrementar el conocimiento de la entomofauna cubana a diferentes niveles, no solo geográficos, sino a nivel de paisajes, áreas protegidas e, incluso, zonas antropizadas con diferente intensidad, incluidas las áreas urbanas. En el presente capítulo se exponen bases metodológicas para la recolecta y procedimientos para inventariar insectos. Para la realización de los inventarios deben combinarse diferentes métodos, aunque sin dejar de considerar la cuantía de los recursos materiales, de personal y de tiempo necesarios para llevar a cabo tales métodos y procedimientos. Sin embargo, algunos autores (*e.g.* Gotelli *et al.*, 2011) señalan que para algunos grupos de insectos (*e.g.* hormigas) podría resultar más útil utilizar un método único estandarizado, que pudiera ser aplicado a cualquier situación aunque no sea el método más óptimo para ser empleado de manera única en un hábitat particular.

DIVERSIDAD DE INSECTOS EN CUBA

Para Cuba, Genaro y Tejuca (1999), listaron 8 312 especies de insectos agrupados en 29 órdenes, incluyendo a los órdenes Collembola, Protura y Diplura, los cuales actualmente se encuentran ubicados en la Clase Entognatha, mientras que Homoptera se integró a Hemiptera como un solo orden (Brusca y Brusca, 2003; Forero, 2008). En la última década se han registrado o descrito más de 100 nuevas especies para Cuba, y esta cifra debe continuar incrementándose debido a los estudios sistemáticos y ecológicos de los entomólogos de todo el país. Algunos estimados consideran que la riqueza de insectos en Cuba pudiera alcanzar las 15 000 especies (Vales *et al.*, 1998). Hasta el presente, la entomofauna cubana está integrada por 25 órdenes y 8 459 especies. Los órdenes más diversos son Coleoptera (escarabajos) con 32 % del total, seguido de Lepidoptera (mariposas y polillas; 18 %) y Hemiptera (chinchas y pulgones, 15 %) (Tabla 13.1; Fig. 13.1). El endemismo varía significativamente entre y dentro de los diferentes órdenes, lo que está en correspondencia con diferencias en la capacidad de dispersión e historia biogeo-

Tabla 13.1. Número de órdenes, familias y especies de insectos registrados para el archipiélago cubano, modificado de Genaro y Tejuca (1999, 2001).

ORDEN	FAMILIAS	ESPECIES	ORDEN	FAMILIAS	ESPECIES
Thysanura	3	10	Hemiptera	65	1 260
Ephemeroptera	6	35	Thysanoptera	4	61
Odonata	7	85	Neuroptera	9	75
Orthoptera	12	140	Megaloptera	1	1
Dictyoptera (Blattaria)	4	89	Trichoptera	12	90
Mantodea	1	4	Siphonaptera	2	6
Phasmatodea	3	16	Coleoptera	87	2 691
Dermaptera	5	19	Strepsiptera	4	7
Isoptera	3	32	Diptera	65	995
Embiidina	3	4	Lepidoptera	56	1 558
Psocoptera	20	80	Hymenoptera	49	1 157
Zoraptera	1	1	Total	428	8 459



Figura 13.1. Representatividad de algunos órdenes de insectos. A y B. Lepidoptera, C. Hemiptera, D. Hymenoptera, E. Blattaria, F. Mantodea, G y H. Coleoptera.

gráfica de las especies. Existen grupos donde el endemismo supera 90 %, como en los insectos palos (Phasmatodea) y los mutílidos (Hymenoptera) (Genaro y Tejuca, 1999). En el Anexo 13.1 se ofrece una clave dicotómica para la identificación de los órdenes de insectos más comunes en Cuba.

MÉTODOS DE RECOLECTA E INVENTARIOS

Para inventariar a los insectos terrestres es necesario emplear diferentes estrategias y tipos de trampas, debido a la amplia diversidad de formas de vida y hábitats que presentan las especies. En Cuba, los insectos se han capturado principalmente por métodos tradicionales, entre estos, la red entomológica ha sido el más utilizado en las especies terrestres aéreas (Genaro y Tejuca, 1999), ya sea para capturas directas de insectos o barrido de la vegetación, seguida por la recolecta manual, a la luz, trampas de luz y trampas Malaise (Fernández *et al.*, 2005; Rivero, 2006; Méndez, 2008; Frago *et al.*, 2010; Hidalgo-Gato *et al.*, 2010; González *et al.*, 2014). Con menor frecuencia se han empleado las trampas de intercepción del vuelo, platos amarillos, y en ocasiones las trampas nocturnas de luz negra (*e. g.* Portuondo *et al.*, 1999; Genaro y Tejuca, 2001; Fernández-Triana, 2005). En el presente protocolo se proponen una serie de métodos de captura de insectos que se emplean con determinada regularidad para realizar inventarios y monitoreos de insectos terrestres en Cuba. Para cada método se indican aquellos grupos de insectos que pudieran ser detectados con mayor frecuencia. Estos métodos son:

1. **INSPECCIÓN MANUAL.** Consiste en inspeccionar cuidadosamente el área de interés, registrando piedras, troncos o materia orgánica en descomposición, hojarasca, corteza de árboles y arbustos, epífitas, ramas huecas, flores, hojas, nectáreos y otras estructuras. Los ejemplares se capturan manualmente con pinzas, pinceles o frascos aspiradores. Una de las ventajas al emplear esta técnica es la posibilidad de obtener datos sobre la historia natural de las especies, como pudiera ser: la planta hospedera donde se desarrolla, características de

su alimentación, observación de los diferentes estadios de la especie, abundancia, etc. En el caso de los insectos escamas (Hemiptera: Sternorrhyncha), que viven adheridos a las plantas, deben recolectarse con una muestra de la misma mediante una tijera de podar. Los insectos escama, junto con la muestra de la planta, se introducen en un vial de plástico o de vidrio con alcohol etílico 70 %. Este método garantiza que no se pierdan o deterioren los ejemplares.

COMENTARIOS. Una de las limitaciones más importante de este método es que se requiere de mucho tiempo para recolectar a las especies y depende de la habilidad y experiencia del recolector. En Cuba, el empleo de este método de captura de insectos es muy frecuente. Entre los grupos de insectos más comunes capturados por la inspección manual se encuentran: mantis religiosa, grillos, insectos palo, cucarachas, comejenes, hemípteros (chinchas e insectos escama), coleópteros y hormigas.

2. **RED O MANGA ENTOMOLÓGICA.** En general la red entomológica consta de tres partes principales: mango de madera o metálico, aro o armazón metálico y la bolsa o red que debe ser de tela suave como muselina, tul o lienzo de color claro. Estas bolsas deben ofrecer poca resistencia al aire sin dejar de ser fuertes y duraderas, y que sea de terminación redonda (forma de "U"). El borde del aro debe reforzarse mediante un tejido más resistente, al ser la zona que soporta más fricción. Esta red puede tener diferentes dimensiones en función del grupo que se recolecte; aquellas de mango más largo, dimensión del aro mayor y bolsa más larga, resultan más convenientes para la captura de mariposas y odonatos; con el mango corto y la bolsa más corta y estrecha, es recomendable para la captura de los restantes órdenes de insectos. Las principales cualidades que debe tener la red son la ligereza y la resistencia de su armazón metálico, que permiten, respectivamente, su fácil manejo y la seguridad necesaria en el barrido de la vegetación.

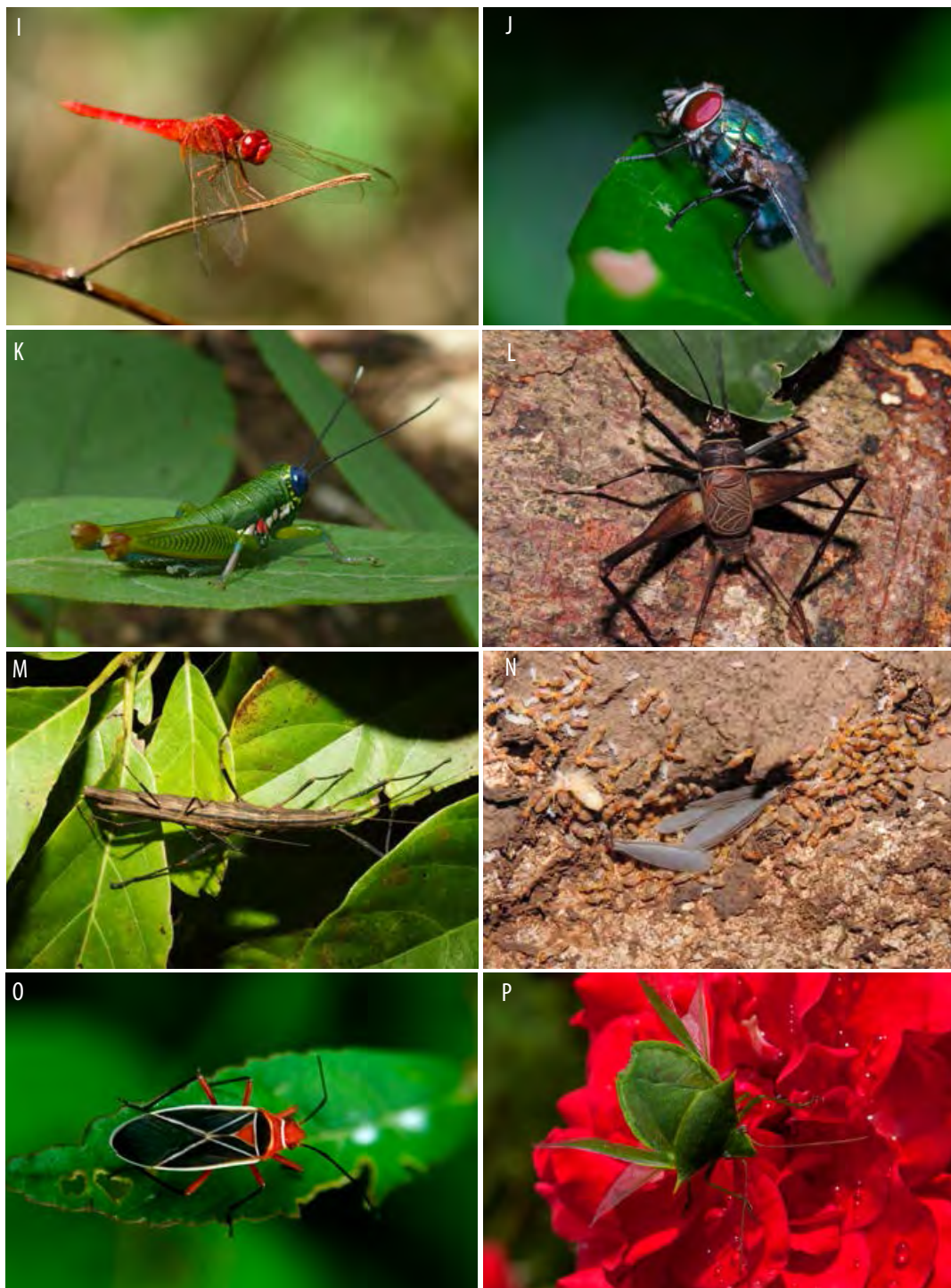


Figura 13.1 (continuación). Órdenes de insectos. I. Odonata, J. Diptera, K y L. Orthoptera, M. Phasmatodea, N. Isoptera, O y P. Hemiptera.

La recolección de insectos mediante la red entomológica puede realizarse de dos formas: directa e indirecta (Morón y Terrón, 1988). La forma *directa* se utiliza cuando es posible visualizar al insecto. Después que es capturado, se toma el fondo de la red con dos dedos, dejando la entrada abierta y vuelta hacia abajo (Fig. 13.2 A), ya que la mayoría de los insectos se quedarán en el fondo, cerca de los dedos y podrán ser traspasados hacia un frasco letal (con éter etílico o alcohol etílico 70 %). La *indirecta* se utiliza cuando no es posible observar de manera directa a los insectos. Al emplear la red entomológica se tratará que siempre esté abierta por encima de la hierba, maleza o vegetación, realizando movimientos de barrido rápidos en forma de 8 sobre la vegetación o por las ramas de los arbustos y árboles hasta los 2 m de altura según la persona se va desplazando por el área de muestreo. Después de un número de pasadas por la vegetación, la red se gira o dobla rápidamente tapando la abertura de la bolsa para impedir así el escape de los insectos (Fig. 13.2 B). Los ejemplares capturados contenidos dentro de la red pueden ser transferidos hacia un frasco letal o una bolsa de plástico que contenga un papel absorbente embebido con éter etílico.

COMENTARIOS. La red entomológica es la técnica más común que se usa para capturar insectos en vegetación a poca altura, una de sus ventajas es que los ejemplares recolectados pueden ser removidos de la red de manera selectiva mediante pinzas entomológicas.



Figura 13.2. Formas de manipular la red entomológica. © J. L. Fontenla.

gigas, pinceles o frasco aspirador (Samways *et al.*, 2010). Los muestreos deben realizarse cuando la vegetación no esté muy húmeda. El horario óptimo es a partir de las 9:00 am hasta las 12:00 pm. A pesar de ser un método bastante eficaz, presenta desventajas, como la imposibilidad de manguear en plantas espinosas, la dificultad de muestrear en las copas de los árboles, o que el manguero queda reducido a la parte exterior de los arbustos (Avinent y Llácer, 1995).

La red entomológica es una técnica que tradicionalmente se emplea en Cuba para recolectar insectos voladores (Portuondo *et al.*, 1999; Fernández *et al.*, 2005), aunque también es efectiva en la captura de otros grupos que no son voladores eficaces, sino que se trasladan a través de saltos de una planta a otra (Hidalgo-Gato *et al.*, 2012). Entre los grupos de insectos más comunes capturados por la red entomológica se encuentran libélulas, fásquidos, saltamontes, grillos, neurópteros, mariposas, moscas, avispas, abejas e insectos de pequeño tamaño como son hemípteros (chinches y saltahojas), coleópteros y avispas parasitoides que habitan entre las hierbas y el follaje de las plantas.

3. RED DE GOLPEO, VAREO O BATIDO DEL FOLLAJE. Este método requiere de una vara o bastón pequeño pero fuerte, de unos 60 cm de largo para realizar el batido o golpeo de la vegetación y una superficie receptora que se coloca debajo de las ramas, que sirve para retener y visualizar a los organismos caídos. La superficie receptora puede ser un cuadrado de tela blanca de 1 m² con las esquinas reforzadas por una cruz desarmable o plegable de madera o metal (Fig. 13.3). De igual modo se puede utilizar un paraguas de color claro colocado en forma inversa (Darrigran *et al.*, 2007) o una sábana blanca extendida en el suelo debajo del árbol o arbusto a muestrear.

COMENTARIOS. La red de golpeo es utilizada para recolectar insectos pequeños (difíciles de ver) en árboles y arbustos. Durante el muestreo la red de golpeo se sostendrá colocándola debajo del follaje y con la otra mano libre, las ramas serán golpeadas enérgicamente.



Figura 13.3. Tipo de red de golpeo conformado por un cuadrado de tela blanca y una cruz plegable de metal.

gicamente con una vara de madera o goma, por periodos cortos tratando de no dañarlas, de esta manera los insectos caerán sobre la superficie de la tela. En la medida que los insectos caigan sobre la red, serán capturados rápidamente. Este método es más efectivo para insectos poco voladores o en estados inmaduros. Entre los insectos más comunes capturados por la red de golpeo se encuentran socópteros, hemípteros (saltahojas y chinches), coleópteros, himenópteros, dípteros y cucarachas (especies pequeñas y algunas que mimetizan coleópteros).

4. TRAMPA MALAISE. Es una de las trampas más utilizadas para capturar insectos, desarrollada por el entomólogo sueco René Malaise. Constituye un tipo de casa de campaña pequeña, elaborada con tela fina similar a la de las redes aéreas o entomológicas (tul), de color negro o verde, excepto el techo que debe ser blanco (Fig. 13.4). La trampa consiste en una red vertical que actúa como un



Figura 13.4. Trampa Malaise con recolector lateral. © M. Hidalgo-Gato.

deflector, redes terminales y una red dosel o de techo en pendiente que conduce a un dispositivo de recolecta. Esta trampa se amarra de sus extremos de manera que el borde inferior de la pantalla central y los laterales hagan contacto directo con la superficie del suelo. Todas las piezas del techo deben confluir hacia una abertura ubicada en la parte más alta de la estructura, a la cual se le asegura el recipiente recolector. Una vez que los insectos golpean la red vertical o deflector, se sienten atraídos por la luz solar (fototropismo positivo) y vuelan hacia la región superior de la trampa donde se encuentra el frasco de recolecta, este puede contener alcohol etílico 70 % que provoca la muerte de los insectos (Achterberg, 2009).

Existen tres tipos de trampas: trampa unilateral o bilateral con un frasco recolector lateral y bilateral con un frasco recolector central. El frasco recolector de estas trampas consiste en una botella de policloruro de vinilo (PVC) que va enroscada a una pieza de igual material que presenta una abertura que desemboca en el interior de la trampa formando un ángulo de 45° (Achterberg, 2009). En el caso que se utilice un frasco con alcohol etílico 70 %, es semejante al descrito, pero ambos frascos quedan conectados verticalmente, el superior presenta la abertura por donde entran los insectos y caen en el otro que contiene la solución de alcohol.

COMENTARIOS. La trampa Malaise debe colocarse donde la luz solar incida por completo sobre esta, preferiblemente, en lugares abiertos, alejados de los árboles y donde se establezca un corredor de vuelo, con el propósito de incrementar la probabilidad de captura de un mayor número de insectos. De no detectarse un corredor, lo ideal es ubicar la trampa perpendicular en el borde de dos hábitats (*e. g.* dos formaciones vegetales). Las comunidades locales donde se está efectuando el muestreo deben estar informadas de la localización de las trampas y así evitar el contacto de estas con animales domésticos. Se sugiere que la trampa se mantenga abierta 72 horas. En Cuba, la trampa Malaise se ha empleado para la captura de himenópteros

(Fernández-Triana y Portuondo, 2004), dípteros (López *et al.*, 2014), coleópteros (López y Fernández, 2002; Fernández y Favila, 2007), hemípteros auquenorrincos (Hidalgo-Gato y Rodríguez-León, 2007) y cucarachas silvestres voladoras (Gutiérrez y López, 1999; Gutiérrez, 2015). Entre los grupos de insectos más comunes capturados por la trampa Malaise se encuentran himenópteros, en especial icneumonídeos y braconídeos, y diversos grupos de dípteros como agromízidos, bombílidos, ceratopogónidos, múscidos, sarcófágidos, simúlidos, sírfidos, tábanos y taquinídeos (Cepeda-Pizarro *et al.*, 2013) y coleópteros (Fernández *et al.*, 2009).

5. TRAMPA DE INTERCEPCIÓN DEL VUELO. Es una trampa similar a la Malaise, propuesta por Peck y Davies (1980), mediante la cual los insectos son capturados cuando se les interrumpe el paso normal de vuelo. Se utiliza una malla fina, transparente y de forma rectangular; con la altura y anchura variables, de color negro o verde. En los laterales se le adiciona un borde estrecho de tela fuerte, con ojales o lazos (Fig. 13.5). También puede hacerse un pliegue a todo lo largo de cada lado de la tela rectangular por donde se introducen tubos de aluminio que son fijados al suelo. La malla puede ser del tipo que se usa en los mosquiteros (de nailon, poliéster u otra fibra sintética resistente). Con la ayuda

de cuerdas o tubos de aluminio, la malla se coloca tensa, amarrada de sus extremos a una rama de un arbusto o árbol, que se mantenga en posición vertical con relación a la vegetación. Sobre la línea media se coloca una serie de bandejas o recipientes rectangulares de poca profundidad, de plástico o metal, nivelados uno al lado del otro sin dejar espacio entre ellos (Fig. 13.5). Es recomendable utilizar una tela oscura o transparente, para que no sea muy visible a los organismos que, volando por ese sitio, chocan con ella y caen hacia los recipientes rectangulares colocados exactamente debajo de la pantalla. También se puede aprovechar la trampa Malaise colocando recipientes debajo y así utilizarla como una trampa de intercepción. Se sugiere que la trampa se mantenga abierta 72 horas.

A los recipientes se les coloca agua saturada de sal o algún otro líquido preservante, con unas gotas de detergente líquido sin olor para eliminar la tensión superficial del agua y que los insectos se hundan (Márquez, 2005). Se recomienda además colocar un techo de plástico, lona o de cualquier otro material, que cubra la malla y los recipientes (Fig. 13.5). También se puede aplicar en la malla un insecticida de contacto, de tal forma que facilite la caída de los insectos. El tiempo de exposición dependerá del tipo de estudio específico que se realice, es recomendable que si se mantiene por más de 24 horas se cambien las bandejas, para evitar el deterioro de los individuos al rozar unos con otros. También en la época de lluvia, las bandejas deben ser revisadas con cierta frecuencia, ya que es común que el recipiente recolector se sature de agua y que los organismos sean arrastrados fuera de él.

COMENTARIOS. Empleo semejante al descrito para la trampa Malaise en cuanto a su ubicación en el hábitat. En Cuba esta trampa fue utilizada por Portuondo *et al.* (1999), predominando en las capturas especies de dípteros, coleópteros, himenópteros, hemípteros y lepidópteros. Este tipo de trampa es efectiva para capturar insectos voladores que habitan en los estratos bajos de los bosques, matorrales, vegetación herbácea, etc.; como son

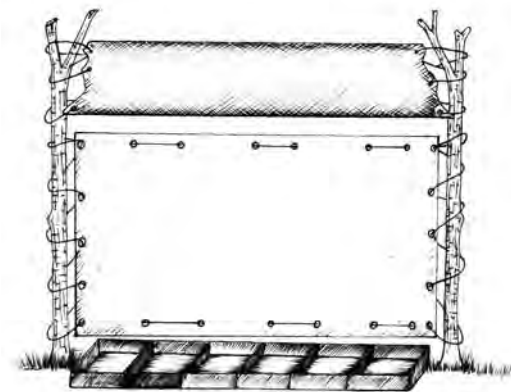


Figura 13.5. Esquema de la trampa de intercepción de vuelo con las bandejas debajo de la pantalla central y un techo de plástico o lona para protegerlas de la lluvia. © G. Pineda Quiala.

hemípteros (saltahojas y chinches), coleópteros, cucarachas, lepidópteros, himenópteros y dípteros.

6. TRAMPA DE LUZ. El concepto de trampa de luz constituye un término generalizado que abarca todos los métodos para atraer o capturar insectos nocturnos y crepusculares con lámparas u otras fuentes de luz artificial, que usualmente presentan fuertes emisiones en el rango ultravioleta del espectro. Tal es el caso de los tubos fluorescentes y de luz negra (125 W). También se emplean las lámparas de vapores de mercurio, desde 80 W a 250 W, siendo la última la más efectiva para la atracción de los insectos, pero más dañina para el hombre.

Las recolectas en las trampas de luz pueden ser de manera directa mediante el uso de sábanas blancas y cilindros de gasa; la primera es lo más comúnmente utilizado. Consiste en una lámpara, sábana blanca que actúa como pantalla, soga o tendedera y un generador eléctrico portátil. La sábana se coloca verticalmente, de manera que cubra parte del suelo, se puede sujetar utilizando variantes económicas como palillos de tender en sogas o tendederas amarradas a árboles o arbustos fuertes (Fig. 13.6) u otros medios de mayor complejidad y costo como un marco de aluminio plegable. También una pared o cualquier sustrato que sea buen reflector de la luz pueden servir de pantalla. Es útil colocar una sábana adicional extendida en el suelo debajo



Figura 13.6. Trampa de luz de recolecta directa de insectos mediante el uso de una sábana blanca sujetada con tendederas. © M. Hernández.

de la vertical, para incrementar el reflejo y, además, para poder ver algunos insectos que se dejan caer y que no se podrían apreciar bien en el suelo o entre la vegetación. Para la sujeción de la lámpara, esta se puede colocar en la parte superior de la sábana o adaptar un trípode de cámara fotográfica en cuyo centro se fije el socket del bombillo, el cual se puede improvisar con ramas de árboles.

El cilindro de gasa consta de una lámpara, un largo cilindro de gasa con aros en ambos extremos, soga o cordel y un generador eléctrico portátil. El cilindro de gasa puede colgarse de una rama de árbol, de manera que el borde inferior haga contacto con el suelo. En el interior del mismo se coloca la lámpara conectada a la fuente de electricidad (Fig. 13.7). La ventaja de este método respecto al de la sábana es que los insectos son atraídos de manera similar desde todas las direcciones y éstos no entran en contacto directo con la lámpara, lo que impide que se quemem y se dañen.

Otra forma de recolecta a la luz es mediante trampas de luz automática. En este caso la lámpara se acopla a una estructura para la captura de los insectos. La más común y asequible consiste en un tubo de actinio generalmente de 6 W colocado sobre un embudo que dirige los insectos atraídos por la luz a un receptáculo de recolecta, el cual puede o no contener un líquido preservante (alcohol etílico 70 %) o un gas para sacrificar a los insectos (Fig. 13.8). Usualmente, el bombillo



Figura 13.7. Trampa de luz de tipo cilíndrica; tomado de Steiner y Häuser (2010).

puede estar rodeado de dos a cuatro placas de plexiglás, plástico o metal contra las cuales chocan los insectos y aumentan las probabilidades de que caigan en el embudo. También se les puede añadir una estructura a manera de techo que proteja al bombillo de la lluvia y la caída de hojas y ramas de los árboles. La fuente de energía de estas trampas proviene de células fotoeléctricas con un sensor para la luz lo que permite que se enciendan automáticamente al anochecer.

Esta trampa puede colgarse dentro del bosque o colocarse en el suelo, generalmente en áreas abiertas y sin vegetación. Para la realización de inventarios se recomienda un período entre dos a cuatro horas. Durante ese horario se puede revisar y recolectar de la trampa en el tiempo que esté encendida o por intervalos definidos por el investigador, por ejemplo, cada 10 minutos y recolectar durante 5 minutos. En este tipo de trampa, en la cual hay acumulación de organismos, existe el peligro de que se dañen los ejemplares unos a otros. Por ello, es necesario realizar la revisión de la trampa frecuentemente (Monge *et al.*, 2001). Algunas de las trampas acopladas presentan mecanismos automáticos de encendido/apagado de la lámpara e incluso temporizadores que permiten la apertura y cierre de la trampa coincidiendo con el horario de actividad del grupo de insectos que se desea capturar.



Figura 13.8. Esquema de una trampa de luz automática colgable. © G. Pineda Quiala.

COMENTARIOS. Las trampas deben colocarse en espacios abiertos a cierta distancia del follaje. La lámpara debe ser encendida al menos cinco minutos antes de la puesta del sol y hasta las 12 am, coincidiendo con el período de mayor actividad de los insectos. Sorto (2011) planteó que este tipo de trampa se debe utilizar durante las noches oscuras, preferiblemente dos días antes o después de la luna nueva y en lugares alejados de las luces del sistema de alumbrado de la comunidad para que no compitan con la trampa. De manera ideal, las noches deben ser cálidas, húmedas, nubladas y con viento débil. Las trampas de luz permiten recolectar y observar una notable riqueza y abundancia de insectos en un período corto. Este método es comúnmente utilizado en Cuba para capturar insectos nocturnos (Núñez, 2004; Fernández *et al.*, 2009; Rodríguez *et al.*, 2013). Entre los grupos de insectos más comunes capturados por trampas de luz se encuentran ortópteros, mántidos, fásmidos, efemerópteros, socópteros, tricópteros, hemípteros (saltahojas y chinches), coleópteros, cucarachas, lepidópteros, himenópteros y dípteros.

7. RECORRIDOS. Constituyen senderos fijos a través de hábitats para registrar información sobre la composición y abundancia de los grupos de interés. A lo largo del recorrido, los insectos pueden ser registrados mediante observación directa o captura para su posterior identificación. Se reconocen tres tipos de recorridos: lineales, puntuales y de áreas. El más utilizado es el recorrido lineal o recorrido de Pollard (Nowicki *et al.*, 2008; Samways *et al.*, 2010; Van y Quang, 2011; Van Swaay *et al.*, 2012 y Carrero *et al.*, 2013). Este recorrido se realiza caminando con lentitud dentro de una caja móvil imaginaria de 5 x 5 x 5 metros que cubren ambos lados del trayecto, así como el frente y el espacio por encima del observador (Fig. 13.9). No se deben contabilizar los individuos a la espalda del observador. Es posible detenerse para observar un individuo, pero no se deben contabilizar otros mientras el observador se encuentre detenido. La identificación se efectúa de manera visual, con la utilización de binoculares cuando sea necesario. De manera eventual, se podrá requerir la

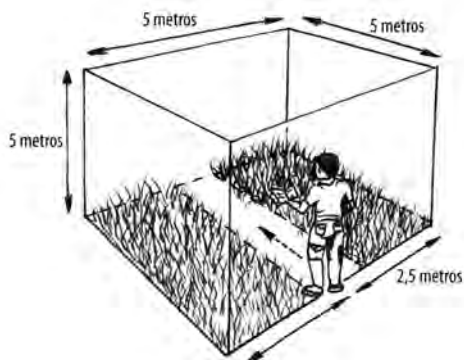


Figura 13.9. Caja imaginaria dentro de la cual el observador realiza conteos de especies e individuos de insectos. © G. Pineda Quiala.

captura de algún insecto para la observación de sus patrones de coloración u otras características, procurando siempre su posterior liberación sin dañar al individuo. Siempre que sea posible los ejemplares testigos pueden ser sustituidos por fotografías.

El recorrido debe ser representativo de las diferentes características del hábitat o paisaje. Debe tenerse en cuenta posibles cambios a lo largo del tiempo, pues algunos parches ambientales pueden resultar muy adecuados para la presencia del grupo de insectos en cuestión en ciertas épocas, pero no en otras. Por consiguiente, es posible dividir el recorrido en varias secciones, idealmente de longitud semejante, que reflejen los diferentes parches o variabilidad fundamental del paisa-

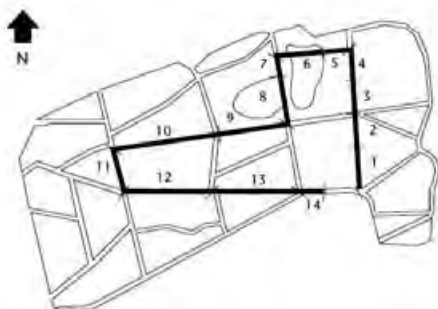


Figura 13.10. Ejemplo de recorrido dividido en 14 secciones en un mosaico ambiental del paisaje.

saje (Fig. 13.10). Por ejemplo, un cambio en el hábitat o uso del suelo. Así, se garantiza observar la mayor riqueza de especies y, si es necesario, documentar las preferencias y diferencias en abundancia y riqueza dentro del mosaico ambiental del paisaje. El recorrido debe ser fijo y fácilmente localizable en cualquier circunstancia. Resulta conveniente trazar la ruta en un mapa satelital, de manera que el recorrido se encuentre delimitado con precisión en su totalidad y en sus posibles secciones. Se recomienda recorrer el sendero al menos un día a la semana. Mientras más se cuente un sendero, será mayor la confianza de sus resultados.

Es preferible que los conteos sean realizados por el mismo observador o por el método del observador doble. Un sesgo posible del método sería la falta de coincidencia de especies raras en el momento de la observación, pero ello es rectificable con el incremento de la frecuencia de los conteos. Para inventariar un área es posible establecer varios recorridos con independencia de su posible división en secciones dentro de esta, en particular si el paisaje está fragmentado. Los senderos de una misma área o paisaje deben tener la misma longitud, con independencia de la forma de los recorridos o su división en secciones. Un método que puede ser complementario del recorrido, sobre todo en bosques tupidos, es el establecimiento de puntos de conteos por tiempo (5-15 minutos). Este método pudiera incrementar la posibilidad de detección de especies raras, que vuelen sobre el dosel vegetal o que tengan gran movilidad y/o rapidez de desplazamiento.

COMENTARIOS. El recorrido debe realizarse en condiciones meteorológicas buenas, con vientos suaves en calma, entre media mañana y media tarde. Deben ser recorridos de 30 - 60 minutos y tener entre 100 - 500 m hasta 1-2 km de longitud. El tiempo no tiene que ser muy estricto, pues la duración del recorrido depende, sobre todo, de la cantidad de especies e individuos que aparezcan a lo largo del mismo, así como del conocimiento que tenga el observador del grupo. Si el objetivo es el seguimiento intensivo de la dinámica

de un ensamble local, se ajusta el horario de las observaciones a las características de la especie. Los recorridos no tienen que ser rectilíneos, sino amoldados a las características del terreno. Un área relativamente pequeña se podrá recorrer en diferentes sentidos, siempre y cuando no se superponga el volumen de la caja imaginaria de desplazamiento (Fig. 13.11).



Figura 13.11. Recorridos no rectilíneos sin división en secciones. © G. Pineda Quiala.

Una manera de estandarizar es calcular la densidad del ensamble mediante el área del rectángulo (largo x ancho) que delimita el recorrido dentro de la caja imaginaria. Dicha densidad se calcula mediante el área del rectángulo que forma la caja imaginaria. Si el sendero mide 5 m de ancho x 500 m de longitud, el área sería de 2 500 m². Para la densidad de individuos o especies/m² se harían los ajustes pertinentes. De estar dividido el sendero en secciones, se podrá calcular la densidad del ensamble en cada una de las mismas. De la misma manera, es posible estimar la densidad de una especie en particular dentro del ensamble. En Cuba se han utilizado recorridos para evaluar ensambles de mariposas de áreas antropizadas (Fontenla, 1987) y en lugares más naturales, como los bosques de Canasí (Núñez y Barro, 2003), el macizo del Turquino (Núñez, 2012) y el Parque Natural Caguanes (Luna y Hernández, 2013). Los grupos de insectos más frecuentes detectados mediante recorridos son las mariposas, libélulas y varios grupos de dípteros e himenópteros.

8. FUMIGACIÓN DEL DOSEL. Se deben seleccionar árboles individuales y dirigir una mochila de fumigación hacia la corona del árbol. Los insectos caen y se recogen en una tela blanca montada en una cruceta de alrededor de 2 m².

COMENTARIOS. Es considerado el método más destructivo tanto para la fauna como para la vegetación y en general para el ecosistema (Floren, 2010). Entre los grupos de insectos más comunes para ser inventariados por el método de fumigación de dosel se encuentran: avispas, dípteros y algunos coleópteros, cucarachas y grillos.

9. PARCELAS. Este método de muestreo es recomendado fundamentalmente para especies de la familia Formicidae (Hymenoptera). Se buscan y determinan todas las especies de hormigas en un área dada (generalmente 1 m²). Se puede remover la hojarasca y el suelo superficial de la parcela y ser colocados sobre una tela blanca en una bandeja. El suelo descubierto se revisa con cuidado y después se procede a revisar el material removido. En ocasiones, la visibilidad del terreno puede ser escasa, por lo que se recomienda la disponibilidad de una fuente de luz. Si en la parcela existe algún árbol o arbusto se puede revisar el tronco o golpear las hojas y ramas bajas hasta los 2 m de altura.

COMENTARIOS. Con este método se incrementa la probabilidad de obtener una representación más completa de la fauna de hormigas. Presenta el inconveniente que los resultados dependen de la experiencia y habilidades del observador. Es posible realizarlo con dos observadores. De igual modo, requiere más tiempo de campo, aunque el tiempo por parcela dependerá, sobre todo, de las características del microhábitat, la cobertura vegetal, densidad de la hojarasca y otras variables. Se recomienda realizar entre 20 y 30 parcelas en dependencia de las características del hábitat, separadas entre sí al menos 5 m. Este procedimiento ha sido aplicado en Cuba en sistemas naturales, antropizados y agroecosistemas (Fontenla, 1993, 2012).

10. **CEBOS ATRAYENTES.** Existe un amplio espectro de cebos en dependencia de la alimentación del insecto. Consisten en muestras de proteína, grasa o carbohidrato, o una combinación de los mismos. Por lo general, se utiliza pescado enlatado y miel. Es posible, de igual modo, utilizar cebos con soluciones de azúcar, melado de caña o, incluso, fragmentos de galletas o fruta fermentada y excremento; este último para el caso de coleópteros coprófagos y varios grupos de moscas. Los cebos sólidos son preferibles, porque los insectos, en particular las hormigas, invierten más tiempo en fragmentarlos y acarrearlos. Los cebos deben colocarse sobre rectángulos de cartulina blanca o de colores contrastantes con el sustrato en cuestión.

COMENTARIOS. A los cebos acuden solamente aquellos organismos que son atraídos por un tipo de cebo en particular o por un conjunto de ellos. Es un método muy común, se puede llevar a cabo de manera rápida, sencilla y efectiva. El sesgo principal es el de la representatividad de la composición local, pues la atracción de las especies depende de sus preferencias. En particular, para las hormigas, este método se encuentra sesgado a favor de la presencia de especies agresivas y dominantes. Por la misma razón, resulta adecuado para precisar límites de territorio entre especies dominantes y otras interacciones interespecíficas. Las especies depredadoras u otras especialistas, como las acarreadoras de semillas, no es común que acudan a los cebos. Entre los grupos de insectos más comunes detectados mediante cebos se encuentran algunos coleópteros (Scarabaeinae), ciertas mariposas (Nymphalidae), moscas (Sarcophagidae, Muscidae, Calliphoridae, Tachinidae, Drosophilidae), hormigas, ortópteros y cucarachas.

11. **TRAMPAS DE CAÍDA.** Consisten en contenedores pequeños de boca ancha que se entierran hasta que la boca del frasco queda a nivel del suelo (Fig. 13.12). Los insectos caen en las trampas mientras se desplazan por su territorio. El líquido preservante puede ser alcohol etílico o propílico, de igual modo, se puede utilizar alcohol y detergente o agua y

detergente, aunque en este último caso, los ejemplares deben sacarse con premura para evitar su descomposición. Es posible utilizar frascos dobles, donde se entierra el de mayor volumen y el pequeño recoge las muestras, y así facilita su recambio y limpieza. Las trampas pueden ser revisadas cada 24-72 horas. Según los objetivos del estudio, pueden revisarse cada cuatro horas, para ver la actividad diaria o al amanecer y al atardecer, para separar los insectos nocturnos de los diurnos.

COMENTARIOS. Según Luff (1975), las especies de mayor tamaño presentan una menor tasa de caída en la trampa una vez alcanzado el borde de esta. En cuanto al tamaño de la trampa, Turner (1962) estimó que la eficiencia del muestreo presenta una correlación positiva con la circunferencia de la boca de la trampa. Existen también factores extrínsecos que influyen en la captura de los ejemplares como las condiciones climáticas, características de la cubierta vegetal y la presencia de barreras como irregularidades en el suelo, pendientes y obstáculos dificultan el desplazamiento de los individuos y hace que disminuya su presencia en las capturas. También las pendientes pueden aumentar o disminuir el número de capturas según la disposición de las trampas en relación al relieve (Adis, 1979). Se ha observado que algunas especies tienden a evitarlas o ser repelidas por el olor del líquido preservante. Otra desventaja es que atrapan con frecuencia organismos no deseados



Figura 13.12. Trampa de caída para la captura de insectos con un protector para la lluvia. © A. Hernández.

o escasos en el hábitat, como diferentes tipos de artrópodos y vertebrados pequeños. Entre los insectos más comunes capturados en trampas de caída se encuentran cucarachas, algunos coleópteros y hormigas.

De manera general durante los inventarios es importante estandarizar los métodos a fin de hacerlos comparables entre localidades, hábitats y táxones. La Tabla 13.2 presenta formas de poder estandarizar los datos para diferentes métodos de inventario y recolectas.

MÉTODOS DE PRESERVACIÓN

De manera implícita, en la realización de inventarios se impone la necesidad de capturar y preservar insectos. A continuación, se exponen instrumentos y procedimientos básicos para efectuar esas tareas.

INSTRUMENTOS

1. *Lupa plegable de bolsillo*. Las más comunes magnifican entre 8x-10x. Se utilizan en el campo o laboratorio para el reconocimiento e identificación de insectos pequeños o estructuras morfológicas (Fig. 13.13).

2. *Pinzas*. Las pinzas pueden ser rígidas y de puntas agudas, o más suaves y de puntas planas, según se requieran para capturar o ma-



Figura 13.13. Lupa plegable de bolsillo y diferentes tipos de pinzas y pinceles para recolectar insectos.

nipular insectos de cuerpo duro o blando, respectivamente (Fig. 13.13).

3. *Pincel*. Para la captura de insectos pequeños y cuerpo blando (Fig. 13.13), el pincel se introduce en un frasco con alcohol etílico 70 % para humedecerlo, después se pasa sobre la superficie donde se encuentra el insecto. Los especímenes capturados se introducen en frascos con alcohol etílico 70 %.

4. *Frasco aspirador*. El frasco aspirador es muy útil para recolectar insectos pequeños y de cuerpo blando, tales como hormigas y termitas, o los atraídos a la luz sobre diversas superficies como saltahojas, chinches, coleópteros y mariposas. Los frascos aspirado-

Tabla 13.2. Métodos de inventarios de insectos y propuestas de estandarización.

Método	Estandarización
Recolecta manual	Cada muestra en un lapso de 10 ó 20 minutos
Red aérea o entomológica (barrido de la vegetación)	Número de golpes con la red sobre la vegetación (ejemplo: 20 golpes= 1 muestra). Tiempo de barrido con la red sobre la vegetación (ejemplo: 10 minutos= 1 muestra).
Red de golpeo para el follaje	Número de golpes en el follaje (ejemplo: 10 golpes = 1 muestra).
Trampa Malaise Trampa de intercepción del vuelo	Número de trampas. Orientación. Total horas/trampas.
Trampa de luz	Tipo de trampa empleada. Horario de exposición a la luz. Total horas/trampas.
Recorridos	Recorridos de 500 -1 000 metros

res se pueden construir de dos maneras. Una de ellas consiste en un frasco, que se utiliza en posición vertical, con una tapa de corcho o goma con dos orificios por donde se introducen tubos, cada uno con una manguerita de goma. La más larga se utiliza para la acción de aspirar (Fig. 13.14). Al tubo conectado a esta manguerita se le debe poner una mallita o gasa, que puede o no estar engrasada, para impedir la posible penetración de insectos en la boca del recolector. El segundo modelo consiste en un frasco abierto por ambos extremos, con dos tapas de corcho o goma, cada una con un orificio, con igual disposición de tubos y mangueras.

El frasco aspirador se utiliza sosteniéndolo con una mano, mientras que con la otra se aproxima el extremo del tubo libre al individuo y con el tubo unido a la goma se aspira fuertemente, creando un vacío parcial en el frasco mediante el cual el insecto es succionado al interior del mismo. Con el frasco aspirador se puede realizar más de una captura, siempre que los ejemplares atrapados sean del mismo sitio o sustrato. Es recomendable acarrear tubos de repuesto para remplazar el original de manera rápida cuando las capturas son abundantes.

5. *Red entomológica*. Es uno de los instrumentos más utilizados en la captura de insectos. Los detalles de esta se ofrecen en la sección anterior.

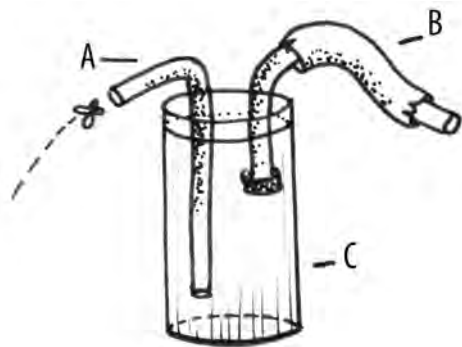


Fig. 13.14. Frasco aspirador de una sola tapa para la captura de insectos pequeños. © G. Pineda Quiala.

6. *Frascos con cierre hermético*. Pueden ser de plástico o vidrio, preferentemente con tapa de plástico y transparente, de diferentes tamaños. Estos se usan para preparar los frascos letales donde se depositarán los insectos capturados. Este frasco puede ser empleado para realizar capturas directas de insectos sobre superficies planas.

7. *Bolsas de plástico de tamaño mediano a grande*. Se utilizan como cámaras letales.

8. *Papel absorbente, algodón*.

9. *Libreta de campo*. En ésta se anotarán los datos obtenidos en el área de estudio.

10. *Etiquetas de papel*. Para rotular las muestras.

11. *Lápiz o plumones indelebles*.

SACRIFICIO Y PRESERVACIÓN DE LAS MUESTRAS

1. *GASES TÓXICOS*. Estos gases asfixiantes son emitidos por sustancias que se depositan en frascos o bolsas, idealmente transparentes para comprobar el efecto del veneno. El uso de la bolsa de plástico es recomendable cuando se realizan muestreos con la red entomológica, ya que se garantiza que la gran mayoría de los insectos capturados pasen a la bolsa de plástico, la cual debe ser gruesa y resistente, de tamaño mediano a grande para que el contenido de la red pueda ser sacudido dentro de esta.

Dentro del frasco o bolsa de plástico se deposita un papel absorbente o un pedazo de algodón, al cual se le aplicará una sustancia que emita gases letales o paralizantes para sacrificar al insecto. El algodón debe estar envuelto con papel higiénico o tela para que los individuos no queden atrapados entre las fibras del algodón y no se deterioren las patas, antenas o alas. Las sustancias tóxicas más comunes suelen ser éter etílico, cloroformo o acetato de etilo.

Estos reactivos son muy volátiles, por lo que una vez aplicado al papel o algodón, el frasco o bolsa de plástico deben ser cerrados de inmediato. Si el veneno utilizado para sacrificar a los individuos no fue suficiente, se deberá añadir más para que los insectos no se estropeen al tener rozaduras o mordeduras entre ellos. No conviene guardar muchos insectos dentro de un mismo recipiente, ya que los distintos apéndices se suelen enredar provocando las consiguientes roturas de las estructuras del insecto. Para ello se deben transportar un número adecuado de frascos y bolsas.

2. **LÍQUIDOS.** El líquido comúnmente utilizado para sacrificio y preservación de los insectos es el alcohol etílico o etanol, usualmente con 70 % de concentración (3 partes de alcohol y 1 de agua).

3. **SOBRES O TRIÁNGULOS DE PAPEL.** Los sobres o triángulos de papel se usan para los insectos de cuerpo delicado como son las mariposas, libélulas, neurópteros y efímeras. Estos deben almacenarse con posterioridad en cajas de plástico, cartón grueso o metal inoxidable. En la figura 13.15 se muestra la manera de confeccionar los triángulos. Para los lepidópteros es preferible que el papel sea encerado para evitar que las escamas de las alas se adhieran a la superficie de otro tipo de papel.

Los lepidópteros se sacrifican apretándoles el tórax entre el dedo índice y el pulgar, o simplemente introduciéndolos en un frasco que contenga un papel absorbente impregnado en éter etílico. Nunca se deben colocar a los lepidópteros en alcohol o medios húmedos ya que el cuerpo de estos animales se deteriora considerablemente. Una vez sacrificados

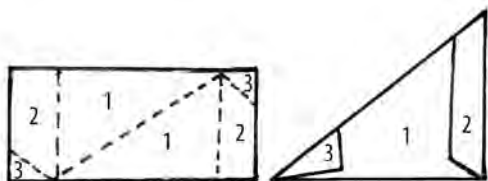


Figura 13.15. Esquema del plegado o dobleces de un triángulo de papel. © G. Pineda Quiala.



Figura 13.16. Conservación de insectos en seco mediante camas entomológicas y triángulos confeccionados con papel.

se guardan en los triángulos de papel (Fig. 13.16). Las libélulas pueden sacrificarse con gases tóxicos e introducirse en sobres, o ser introducidas en estos de manera directa y sacrificarse mediante enfriamiento.

Los insectos de cuerpo duro (Fig. 13.16) se colocan en capas de papel absorbente y algodón dentro de una caja bien cerrada denominada cama entomológica. Los adultos de los siguientes órdenes pueden sacrificarse y preservarse en seco: Dermaptera, Odonata, Neuroptera, Thysanura, Hemiptera (excepto áfidos o pulgones e insectos escamas), Hymenoptera, Diptera (excepto esciáridos, cecidomidos y psicódidos), Coleoptera y Lepidoptera.

4. **ENFRIAMIENTO.** Los insectos que se encuentran vivos dentro de los frascos o en las bolsas de plástico, que no pudieron ser sacrificados por la carencia de alcohol etílico o gases tóxicos, pueden ser colocados de esta forma dentro de un congelador. Se recomienda dejarlos por varias horas.

5. **CALENTAMIENTO.** Las bolsas plásticas que contienen a los insectos vivos se someten durante 2 h en una estufa graduada a 40 °C, para provocar la muerte de los individuos y facilitar su extracción.

TOMA DE DATOS

Las muestras deben separarse en diferentes frascos, bolsas de papel glasé o plástico, según la localidad y sustrato, sin mezclar ejemplares atrapados en diferentes sitios y fechas. Debe anexarse a cada frasco, bolsa, cama entomológica o triángulos de papel, una etiqueta temporal con los datos que relacione la muestra con la información recogida en la libreta de campo. Las etiquetas deben realizarse con lápiz, plumón indeleble o impresas con láser.

Los datos que deben ser recogidos en el área de muestreo, según Márquez y Asiain (2000) son:

Localidad. Los datos deben ser arreglados en orden jerárquico, comenzando con el país, municipio, poblado o algún otro dato de referencia. Es recomendable tomar las coordenadas geográficas con un aparato de geoposición satelital (GPS) o mediante cartas topográficas.

Tipo de vegetación o el sustrato. Es el sitio o sustrato donde fue recolectado el organismo. Esta información resulta esencial para insectos adheridos al sustrato, como es el caso de los insectos escama.

Método de captura. Indicar el tipo de trampa o método particular utilizado en la captura de los insectos.

Fecha de captura. Debe incluir el año completo; se recomienda usar números romanos o letras para indicar los meses y evitar que se confundan con los días.

Nombre del recolector. Se escribe con la inicial del nombre propio seguido de su primer apellido, antecedido por la abreviación "col", referido al recolector.

También se pueden anotar datos sobre las condiciones climáticas imperantes: día lluvioso, soleado, ventoso, así como la temperatura y la humedad.

PROCESAMIENTO DE LOS EJEMPLARES EN EL LABORATORIO

El material entomológico procedente de las capturas realizadas puede ser preparado de dos formas: húmeda o seca (Márquez, 2005). Las preparaciones húmedas requieren de diferentes preservantes, de los cuales el más usado es el etanol o alcohol etílico. De las secas, la más frecuente es el montaje de insectos pinchados o punteados. Los métodos de montaje y preservación varían en dependencia del grupo de insectos de que se trate, por lo cual algunos ejemplares serán conservados en seco y otros en líquido.

Los individuos procedentes de cada muestra deberán ser separados en órdenes taxonómicos. Este paso debe realizarse de forma cuidadosa para que el ejemplar conserve todas sus partes y pueda ser identificado posteriormente por un especialista. Es importante mantener la tarjeta que cada muestra trae con la información recogida en las áreas, para así confeccionar la etiqueta que acompañará al insecto cuando sea conservado.

Las muestras de insectos se vierten en una bandeja, placa de Petri grande o sobre un papel blanco. El contenido debe revisarse con lupa y microscopio estereoscópico, para separar los ejemplares de la tierra, restos de vegetación y otras impurezas. Este procedimiento se realiza mediante pinzas suaves y agujas enmangadas. Los insectos deben ser limpiados de impurezas mediante un pincel humedecido en alcohol.

Antes de ser montados, los himenópteros y dípteros preservados en alcohol etílico 70 % se sumergen en agua entre dos a cuatro horas. Con posterioridad, los individuos se sumergen en acetona durante el mismo lapso.

El mejor preservante es el alcohol etílico, generalmente al 70 %, aunque su concentración puede variar entre 70 y 80 %, en dependencia del volumen de los insectos. Nunca se deben conservar en alcohol a menores porcentajes, ya que esto puede ocasionar que se formen precipitados de grasas del cuerpo de los ani-

males y poner en riesgo la muestra. Los insectos a preservar se colocarán en frascos de plástico o de vidrio de diferentes capacidades, dependiendo del tamaño y número de éstos, con la información obtenida en las áreas recogida en una etiqueta.

Es frecuente utilizar frascos para preservar muestras de un mismo taxon, táxones cercanos, de un mismo sitio, o de sustratos particulares. Estos serán etiquetados cada uno y se colocarán juntos en un frasco mayor. En cada vial se coloca un pedazo de algodón a manera de tapa. El propio frasco puede ser rotulado para una mejor ubicación de las muestras. Este tipo de preservación requiere de la revisión periódica de las muestras para reponer el alcohol que se evapore. También es recomendable colocar las muestras en lugares frescos, secos y oscuros para disminuir la evaporación y la decoloración que pueda provocar la luz a los organismos. Las mariposas y las libélulas que no puedan montarse inmediatamente después de su captura se conservarán en triángulos de papel encerado guardados en cajitas de cartón, a las cuales se les añade un poco de preservante como es la naftalina (Medina-Gaud, 1977).

CÁMARA HÚMEDA

Los insectos que se endurecen durante la revisión del material recolectado en el laboratorio, deben colocarse en la llamada cámara húmeda con el fin de hidratarlos, ya que secos se tornan rígidos y quebradizos. La hidratación los torna suaves y flexibles, lo cual es indispensable para el montaje. La cámara húmeda consiste en un recipiente, cuyo requisito principal es tener un cierre lo más hermético posible. Esta cámara húmeda puede prepararse de dos formas: añadir al recipiente agua destilada y unas gotas de fenol para evitar la aparición de hongos, después se coloca una malla o recipiente más pequeño que no tenga contacto con el líquido y sobre estos, la placa de Petri o un papel blanco donde se depositan los insectos para hidratarlos y ablandarlos, siempre con la etiqueta que contenga los datos de campo (Fig. 13.17).



Figura 13.17. Cámara húmeda para ablandar insectos.

Otra forma es colocar en el fondo del recipiente una capa de arena de 1-2 cm y se le vierte agua con unas gotas de fenol o una cucharada de vinagre (ácido acético) para evitar la formación de mohos. La arena debe quedar bien húmeda y sobre la misma se colocan pedazos de corcho o piedras para evitar que el papel blanco o cartón donde se depositarán los insectos no se humedezca.

En el papel o placa de Petri, los insectos a ablandar no deben quedar unos sobre otros y el tiempo que permanecerán en la cámara húmeda no debe ser menor de 36 horas, para asegurar que el cuerpo se ablande y permita su posterior procesamiento (Lorea, 2004). Debe evitarse una permanencia excesiva a la recomendada de los ejemplares para que la humedad no favorezca la putrefacción de tejidos o el crecimiento de hongos.

MONTAJE DE INSECTOS EN ALFILERES ENTOMOLÓGICOS

Los alfileres entomológicos varían en grosor desde doble cero para insectos muy pequeños, hasta el número siete para ejemplares de gran talla (Borrór *et al.*, 1989). El montaje se realiza de forma directa e indirecta.

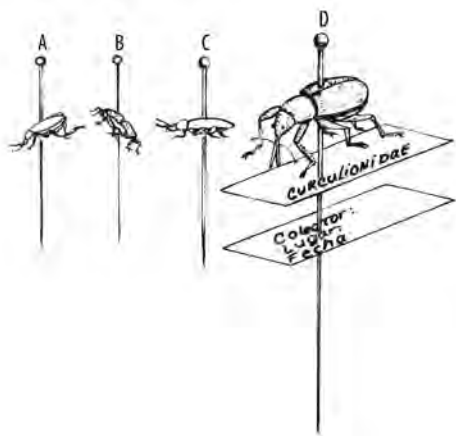


Figura 13.18. Forma directa de montar insectos en alfileres entomológicos. A y B: Formas incorrecta. C y D: Formas correctas. © G. Pineda Quiala.

La forma directa es más utilizada en insectos con más de 2 cm de largo. En el momento del montaje y preparación los ejemplares deben estar flexibles. El insecto a montar se mantiene entre los dedos índice y pulgar con el dorso hacia arriba, y con la otra mano se le atraviesa el alfiler perpendicularmente al

eje longitudinal y transversal del insecto, de modo que este quede nivelado. La punta del alfiler debe atravesar el cuerpo sin interesar las patas situadas en la parte inferior. El cuerpo del insecto montado debe quedar a no menos de 13 mm de la cabeza del alfiler, de manera que haya espacio suficiente para agarrar este con la punta de los dedos y mover al ejemplar en la forma deseada sin romperlo (Medina-Gaud, 1977) (Fig. 13.18).

Para aquellos de cuerpo delgado, tales como insectos palo, mantis, himenópteros, lepidópteros y dípteros, el alfiler debe quedar vertical en el centro del tórax y salir ventralmente entre el segundo y tercer par de patas. En los insectos de cuerpo ancho o robusto, como los coleópteros, el alfiler debe quedar vertical en el lado derecho del tórax, atravesándolo por el ala y saliendo también entre el segundo y tercer par de patas. En los hemípteros (Heteroptera y Auchenorrhyncha) el alfiler se atraviesa por el escutelo (Márquez, 2005) (Fig. 13.19).

El método de montaje indirecto se debe realizar bajo un microscopio estereoscópico para

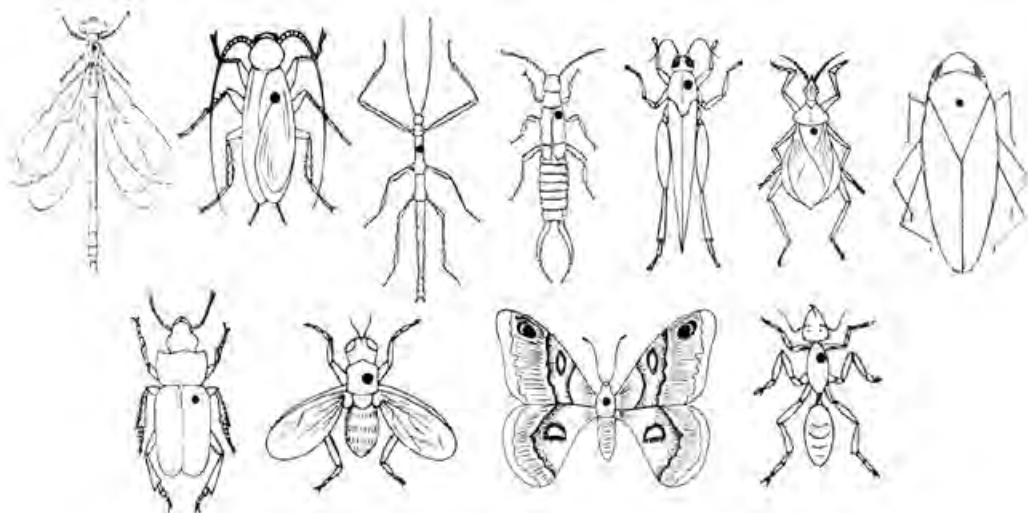


Figura 13.19. Métodos para colocar alfileres entomológicos en los especímenes de insectos. Los puntos negros sobre las figuras indican el sitio específico del cuerpo de distintos órdenes de insectos donde se coloca el alfiler dependiendo de la anchura del cuerpo. Superior y de izquierda a derecha: Odonata, Blattaria, Phasmatodea, Dermaptera, Orthoptera, Hemiptera-Heteroptera y Hemiptera-Auchenorrhyncha. Inferior y de izquierda a derecha: Coleoptera, Diptera, Lepidoptera e Hymenoptera.

grupos de insectos de talla pequeña o frágil. Consiste en pegar al insecto en triángulos o rectángulos pequeños confeccionados de plástico transparente o cartulina blanca (Medina-Gaud, 1977). Existen perforadores de metal diseñados para esta operación, si no se dispone de estos, se pueden hacer con tijeras. Los triángulos o rectángulos cortados se montan en alfileres número 5 ó 6 hasta una distancia de 12 mm de la cabeza del alfiler. El insecto se pegará con pegamento colocando la punta entre el segundo y tercer par de patas. Si no se dispone de goma entomológica se recomienda el acetato. Se debe precisar la cantidad de pegamento a usar, ya que si es demasiado ocultará varias estructuras del ejemplar y si es muy poco el insecto se despegará con facilidad. Los insectos de menor talla pueden ser atravesados por microalfileres (alfileres minuten Nadeln) que se colocarán sobre pequeños rectángulos de corcho, atravesados a su vez en un extremo por un alfiler entomológico (Fig. 13.20 A). A este método se le denomina montura doble. Se realiza en microlepidópteros, dípteros e himenópteros de talla muy pequeña. Los insectos de talla pequeña a mediana como son algunas especies de isópteros, tisanuros, anopluros, hemípteros, sifonápteros, coleópteros, ortóp-

teros, dípteros e himenópteros; se colocan en vista dorsal o lateral (Márquez, 2005) (Fig. 13.20 B-E).

DISPOSICIÓN DE ANTENAS, ALAS Y PATAS

Para la correcta ubicación de las antenas, patas y alas de los insectos durante el montaje, se debe disponer de una plancha de corcho, madera blanda o espuma de polietileno con 2 o 3 cm de grosor, los que servirán como superficie o "mesa de preparación", para colocar a los insectos montados en los alfileres entomológicos. Para los ejemplares de mayor talla, se acomodan las patas una a una sobre la superficie de preparación, de modo que asemejen la posición natural en reposo. Esta operación se realiza con la ayuda de una pinza de puntas finas, con las que se extenderán las patas contraídas del insecto y se fijan con dos alfileres cruzados por encima de cada pata.

Las posiciones que deben adoptar las patas son: el primer par se dirige hacia adelante y el segundo y tercero hacia atrás, todas paralelas al cuerpo. Las mandíbulas pueden abrirse o dejarse cerradas. Las antenas, si son cortas, pueden ubicarse en cualquier posición, pero si son largas deben colocarse simétricamente hacia atrás, siguiendo el contorno del cuerpo para reducir los riesgos de ruptura. El resto del cuerpo debe estar lo más horizontal posible (Lorea, 2004; Márquez, 2005) (Fig. 13.21).

Para los neurópteros, dípteros, lepidópteros, odonatos e himenópteros, es conveniente subir las alas antes de montarlos, ya que al morir quedan hacia abajo, tapando al tórax y abdomen. Para ello las alas serán fijadas hasta que el insecto se seque, ya que la forma y las venas de éstas, se utilizan para la identificación taxonómica. Para acomodar las alas se emplean alfileres, tiritas de cartulina o algún papel grueso. Las alas se acomodan mediante un extensor pequeño o pedazo de espuma de polietileno, al que se le harán ranuras adecuadas a la proporción del cuerpo del insecto. Posteriormente, las tiritas se pondrán sobre las alas extendidas (una por cada par de alas), se hace presión sobre las mismas y se fijan

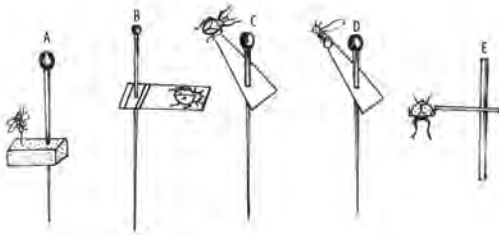


Figura 13.20. Método indirecto de montar insectos en triángulos y rectángulos de cartulina. A: díptero en montura doble, con microalfiler o minucia montado en un pedacito de corcho y este en un alfiler entomológico. B: escarabajo, montado en rectángulo de cartulina con el dorso hacia arriba. C: chinche montado en triángulo con la parte dorsal, hacia arriba. D: mosca, montada en triángulo con el lado izquierdo hacia arriba. E: pequeño escarabajo, montado en triángulo con el dorso hacia arriba, pegado al lado con la punta del triángulo doblado hacia abajo. © G. Pineda Quiala.



Figura 13.21. Disposición de antenas y patas en insectos montados en alfileres entomológicos.

con la ayuda de los alfileres. En el caso de los hemípteros, ortópteros y coleópteros, las alas no necesitan atención especial (Medina-Gaud, 1977; Lorea, 2004). La preparación de las mariposas se realiza según lo ya descrito, pero en este caso se usa un extensor de madera, que consta de una ranura en donde se coloca el cuerpo del insecto. Las alas deben quedar a un mismo nivel (Fig. 13.22). Las alas se mantendrán en su sitio por tiras de papel encerado que es el recomendado para evitar la pérdida de las escamas alares (Fig. 13.23) Este tipo de extensor también se utiliza para el montaje de especies con alas grandes, tales como libélulas, chicharras y ortópteros (Millar *et al.*, 2000).

Para que todos los ejemplares montados queden a la misma altura en el alfiler, es conve-



Figura 13.22. Extensor de alas para diferentes órdenes de insectos.

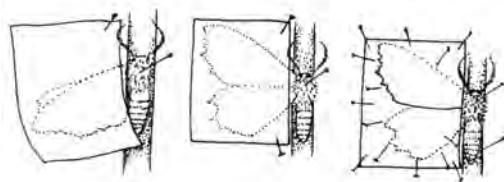


Figura 13.23. Método de acomodar las alas de mariposas en un extensor. © G. Pineda Quiala.

niente utilizar una estructura o “montador” en forma de escalera con un orificio en el centro de cada nivel (Fig. 13.24). El montador puede estar confeccionado con espuma de polietileno, madera, metal, corcho o con hojas de papel. En todos los casos deben tener una altura estándar y deseada que facilite el montaje del insecto. Los montadores también se utilizan para colocar las etiquetas adjuntas al ejemplar (Fig. 13.24) (Millar *et al.*, 2000; Márquez, 2005). Algunos grupos de insectos se montan en portaobjetos entre los que se encuentran Anoplura y Malophaga (piojos), Psocoptera (psócidos), Ephemeroptera (efímeras), Isoptera (comejenes o termitas), Embioptera, Zoraptera (zorápteros) y Thysanoptera (trípidos), Hemiptera Sternorrhyncha (áfidos o pulgones, insectos escamas, moscas blancas), Siphonaptera (pulgas) y Diptera (esciáridos, cecidomiidos y psicódidos).

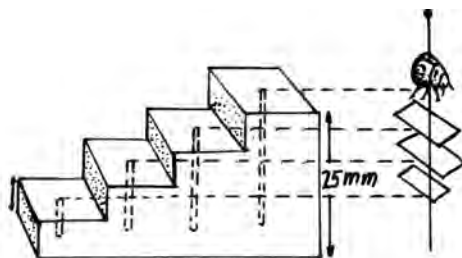


Figura 13.24. Estructura de madera con perforaciones a alturas establecidas para el montaje de insectos en alfileres entomológicos. © G. Pineda Quiala.

SECADO DEL EJEMPLAR

Luego del montaje, los ejemplares se colocan en una estufa a 58 °C por tres días para que pierda toda la humedad y evitar la aparición de hongos. Si no se dispone de una estufa, se

colocan en un sitio fresco y seco durante una semana o más, hasta que sus estructuras queden firmes. Al comprobar que el insecto está seco, se retiran los alfileres de apoyo y con el que atraviesa al insecto se fija en la caja entomológica prevista para su almacenamiento o conservación (Medina-Gaud, 1977).

ETIQUETADO

Todos los ejemplares montados deben llevar una etiqueta con los datos recogidos en el campo. Estas etiquetas se colocan en el mismo alfiler que sostiene al insecto, por debajo de éste, evitando que la tarjeta toque al ejemplar, para impedir que con el roce se desprenda alguna parte de aquél. La tarjeta debe contener la información de la localidad, fecha (día, mes y año), nombre del recolector, formación vegetal, planta hospedante, u otro dato de interés obtenido durante su recolecta.

PREPARACIONES FIJAS PARA LOS INSECTOS ESCAMAS (HEMIPTERA: STERNORRHYNCHA)

A continuación se describe la técnica de Wilkey (1962) con diferentes modificaciones para la aclaración, tinción y montaje en preparaciones permanentes de cocoideos (Mestre *et al.*, 2004). Primero el espécimen se coloca en una solución de hidróxido de potasio 10 % para aclarar el cuerpo y eliminar la escama del insecto. El tiempo que se mantiene en dicha solución debe ser entre 2 - 4 días. Posteriormente, se colocan en una placa de Petri pequeña y bajo el microscopio estereoscópico se le realizan uno o varios cortes en los márgenes laterales del cuerpo del animal, según la convexidad de la escama.

A través de los cortes se introduce una aguja hipodérmica y se inyecta KOH para remover el contenido del cuerpo: la hemolinfa y los huevos. El cuerpo se presiona por las superficies ventral y dorsal hasta que quede completamente limpio. El material se transfiere a un recipiente con agua destilada para hidratar y completar la limpieza del ejemplar. Posteriormente se coloca en gradientes crecientes de alcohol etílico desde 75 hasta 90 %, para

deshidratar el cuerpo y eliminar los restos de cera.

Después se transfiere a colorante doble o triple Essig (Lignina rosada, fushina ácida, ácido láctico y fenol) durante unos segundos. Una vez coloreado se transfiere a alcohol 90 % durante 5 minutos para eliminar el exceso de colorante. Posteriormente se transfiere a aceite de clavo de 10 a 15 minutos para ablandar el espécimen y eliminar el exceso de colorante.

En un portaobjeto se colocan dos o tres gotas de bálsamo de Canadá, el cual se diluye con unas gotas de xileno, evitando la formación de burbujas. Con cuidado se coloca un ejemplar en el bálsamo en el centro del portaobjeto, con la superficie ventral hacia arriba y con la cabeza (aparato bucal) dirigida hacia la persona que está realizando el montaje. Se presiona suavemente el ejemplar, para evitar que se mueva y se coloca el cubre objeto. Si el bálsamo no cubre todo el espacio del cubre objeto, se coloca cuidadosamente una pequeña gota de xileno en el borde del cubre objeto y el bálsamo se expande. Con un plumón cristalográfico se escribe a la derecha del montaje los datos (*e. g.* número de muestra, localidad, planta hospedante, etc.). Las preparaciones ya terminadas deben colocarse sobre una plancha eléctrica de temperatura regulable entre 30 y 40 °C por 10 o 20 minutos aproximadamente. De esta forma se eliminan totalmente las burbujas del bálsamo de Canadá y ayuda a secar la preparación lo suficiente para que los ejemplares montados no se muevan debajo del cubre objeto. Las preparaciones son colocadas en bandejas metálicas de acero inoxidable o similar y se ubican en una estufa por 1 o 2 meses a 30 o 40 °C.

LITERATURA CITADA

- Achterberg, C. Van. 2009. Townes type Malaise traps can be improved? Some recent developments. *Entomologische Berichte Amsterdam*, 69: 129-135.
- Adis, J. 1979. Problems of interpreting arthropod sampling with pitfall traps. *Zoologische Anzeigen*, Jena, 202: 177-184.

- Avinent, L. y G. Llácer. 1995. Adaptación de un aspirador de jardín para la captura de insectos. *Boletín Sanidad Vegetal, Plagas*, 21: 329-335.
- Bailowitz, R. A. y J. Palting. 2010. Biodiversidad de los insectos con especial énfasis en Lepidoptera y Odonata. Pp. 315-337. En: *Diversidad biológica de Sonora* (F. E. Molina-Freaner y T. R. Van Devender, Eds.). UNAM, México.
- Borror, D. J., C. A. Triplehorn y N. F. Johnson. 1989. *An introduction to the study of insects*. Saunders College Publishing, Philadelphia, 230 pp.
- Brusca, R. C. y G. J. Brusca, 2003. *Invertebrates*. Segunda edición, Sinauer Associates, Inc, Publishers, 936 pp.
- Carrero, D. A., L. R. Sánchez, D. E. Tobar. 2013. Diversidad y distribución de mariposas diurnas en un gradiente altitudinal en la región nororiental andina de Colombia. *Boletín científico. Centro de Museos de Historia Natural*. 17: 168-188.
- Cepeda-Pizarro, C., C. González, C. Zuleta y J. Pizarro-Araya. 2013. Comparación de la eficiencia de trampas Barber y Malaise para el estudio de la biodiversidad de Hexapoda de vegas altoandinas. *Idesia*, 3 (4): 103-109.
- Coy, A. O., A. López, D. Albert, N. Cuervo, J. F. Milera, M. A. Olcha, A. Chamizo, L. Bidart, R. Rodríguez-León, M. M. Hidalgo-Gato, S. Rosete, V. Rivalta, N. García, N. Mestre, D. Rodríguez, J. Pérez, P. Blanco, M. Mercedes, A. Pérez, L. Ventosa, L. Moreno, M. Reyes, R. Sánchez, M. Condis, M. C. Marquetti, M. Luis y C. Mancina. 2000. *Biodiversidad de Sierra de los Órganos, Pinar del Río*. [Inédito]. Informe Final, depositado en la biblioteca del Instituto de Ecología y Sistemática, CITMA, La Habana, 272 pp.
- Cruz, D. y A. Barro. 2015. Diversidad de los ensamblajes de esfíngidos (Lepidoptera: Sphingidae) de un bosque siempreverde mesófilo, Sierra del Rosario, Cuba. *Revista Cubana de Ciencias Biológicas*, 4 (1): 27-35.
- Darrigran, G. A., A. Vilches, T. Legarralde y C. Damborenea. 2007. Guía para el estudio de macroinvertebrados. I. Métodos de colecta y técnicas de fijación. La Plata, Buenos Aires, Argentina. *Serie Didáctica*, No. 10: 1-86.
- Fernández, I. 2014. Coleoptera: Composición, distribución y aspectos ecológicos, Pp: 62-83. En: *Fauna terrestre del Archipiélago de Sabana-Camagüey* (D. Rodríguez, A. Arias y E. Ruiz, Eds.). La Habana, Editorial Academia].
- Fernández, I. y M. E. Favila. 2007. Evaluación de dos métodos de captura para inventariar coleópteros terrestres. *Poeyana*, 495: 23-28.
- Fernández, I., M. E. Favila y G. L. Iborra. 2009. Coleópteros (Insecta, Coleoptera) del Área Protegida de Recursos Manejados Mil Cumbres, Sierra del Rosario, Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 45: 317-325.
- Fernández, I., M. Hidalgo-Gato, D. Rodríguez, N. Mestre, R. Rodríguez-León, N. Ricardo, R. Oviedo, R. Núñez, A. Lozada, M. Trujillo, E. Reyes, R. Carbonell y M. Pimentel. 2005. Insectos del Área Protegida Mil Cumbres, Sierra del Rosario, Pinar del Río, Cuba, con énfasis en los órdenes Homoptera, Coleoptera y Dip-tera. *Poeyana* 493: 17-29.
- Fernández-Triana, J. 2005. Los inventarios de himenópteros (Insecta: Hymenoptera) en Cuba: Logros, limitaciones y perspectivas futuras. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 37: 2001-2006.
- Fernández-Triana, J. y E. Portuondo. 2004. Biodiversidad del orden Hymenoptera en los maticos montañosos de Cuba oriental. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 35: 121-136.
- Floren, A. 2010. Sampling arthropods from the canopy by insecticidal knockdown. Pp. 158-172. En: *Manual on field recording techniques and protocols for all taxa biodiversity inventories* (J. Eymann J., J. Degreef, C. Häuser, J. C. Monje, Y. Samyn y D. Vanden Spiegel, Eds.). *Abc Taxa*, Vol 8.
- Fontenla, J. L. 1987. Aspectos comparativos estructurales de tres comunidades de mariposas (Lepidoptera, Rhopalcera) en Cuba. *Poeyana* 337: 1-20.
- Fontenla, J. L. 1993. Composición y estructura de comunidades de hormigas en un sistema de formaciones vegetales costeras. *Poeyana*, 441: 1-19.
- Fontenla, J. L. 2012. Mirmecofauna (Hymenoptera: Formicidae) del sistema cañaver-al-guardarraya en Cuba. Pp: 121-138. En: *La Producción de Biocombustibles y su Impacto Alimentario, Energético y Medio Ambiente* (A. Valdés, M. S. Vales, Eds.) PROGRAMA CYTED. RED “La Producción de Biocombustibles y su Impacto Alimentario, Energético y Medio Ambiental” (BIALEMA)].
- Forero, D. 2008. The systematics of the Hemiptera. *Revista Colombiana de Entomología* 34 (1): 1-21.
- Frago, E., E. Portuondo, J. L. Fernández, O. Sariego y J. Garcés 2010. Entomofauna del Parque Nacional “Desembarco del Granma”, Cuba suroriental. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 46: 355-362.

- Genaro, J. A. y A. Tejuca. 1999. Datos cuantitativos, endemismo y estado actual del conocimiento de los insectos cubanos. *Cocuyo*, 8: 23-28.
- Genaro, J. A. y A. Tejuca. 2001. Patterns of endemism and biogeography of Cuban insects. Pp: 77-83. En: *Biogeographic of the West Indies Patterns and perspectives* (C. A. Woods y F. E. Sergile, Eds). CRC Press, Boca Ratón, Florida.
- González, C., M. Herrera y N. Castillo. 2014. Caracterización de la entomofauna y la flora en un área protegida. *Métodos en Ecología y Sistemática* 9 (1): 54-61.
- Gotelli, N. J., A. M. Ellison, R. D. Dunn y N. J. Sanders. 2011. Counting ants (Hymenoptera: Formicidae): biodiversity sampling and statistical analysis for mirmecologists. *Myrmecological News*, 15: 13-19.
- Gutiérrez, E. 2015. Primer registro cubano de *Symptloce morsei* Hebard (Blattaria: Ectobiidae: Blattellinae) y dos especies nuevas del género en Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 57: 175-181.
- Gutiérrez, E. y M. López. 1999. Primer registro de *Symptloce jamaicana* para el Archipiélago cubano. *Cocuyo* 8: 22-23.
- Hidalgo-Gato, M. M. y R. Rodríguez-León. 2007. Valoración de la diversidad de hemípteros (Insecta: Hemiptera: Auchenorrhyncha) mediante dos técnicas de captura: trampa Malaise y red entomológica en una localidad de la provincia de Pinar del Río, Cuba. *Poeyana*, 495: 36-40.
- Hidalgo-Gato M. M., R. Rodríguez-León y N. Ricardo. 2012. Estimación de la riqueza de especies y abundancia de Auchenorrhyncha (Insecta: Hemiptera) presente en bosque semideciduo y vegetación sinantrópica de tres localidades de la Sierra del Rosario, Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 50: 481-493.
- Hidalgo-Gato, M. M., R. Rodríguez-León, I. Fernández y D. Rodríguez. 2010. Tendencias estacionales de la riqueza, abundancia y diversidad de Coleoptera, Diptera y Hemiptera (Auchenorrhyncha) (Insecta) en el Área Protegida de Recursos Manejados Mil Cumbres, Pinar del Río, Cuba. *Poeyana*, 498: 21-26.
- López, M. e I. Fernández. 2002. Coleópteros recolectados con trampas Malaise en bosques semideciduos de cayo Coco. *Poeyana*, 490: 35-40.
- López, M. y M. Torres. 2014. Otros órdenes de insectos: Composición y distribución. Pp: 136-149. En: *Fauna terrestre del Archipiélago de Sabana-Camagüey* (D. Rodríguez, A. Arias y E. Ruiz, Eds). La Habana, Editorial Academia.
- López, M., G. Garcés, y D. Rodríguez. 2014. Díptera: Composición, distribución y aspectos ecológicos. Pp: 123-135. En: *Fauna terrestre del Archipiélago de Sabana-Camagüey* (D. Rodríguez, A. Arias y E. Ruiz, Eds). La Habana, Editorial Academia.
- Lorea, L. 2004. *Guía para la Captura y Conservación de Insectos*. Folleto. Universidad Nacional de Santiago del Estero, Facultad de Ciencias Forestales, Instituto de Control Biológico, 12 pp.
- Luff, M. L. 1975. Some features influencing the efficacy of pitfall traps. *Oecologia*, 10: 345-357.
- Luna L. H. y Hernández, A. 2013. Mariposas diurnas (Lepidoptera: Rhopalocera) de Cayo Caguanes (Parque Natural Caguanes), Sancti Spiritus, Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, No. 52: 6-228.
- Márquez, J. 2005. Técnicas de colecta y preservación de insectos. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa*, No.: 37: 385-408.
- Márquez, J. y J. Asiain. 2000. La colección de Coleoptera (Insecta) del Museo de Zoología "Alfonso L. Herrera". *Acta Zoológica Mexicana*, nueva serie, 79: 241-25.
- Medina-Gaud, S. 1977. Manual de procedimientos para coleccionar, preservar y montar insectos y otros artrópodos. Universidad de Puerto Rico. Estación Experimental Agrícola, Puerto Rico. *Boletín*, 254: 1-54.
- Méndez, A. 2008. Lista preliminar de órdenes y familias de insectos en la cuenca hidrográfica de la Cana, Las Tunas. *Fitosanidad* 12 (3): 135-142.
- Mestre, N., P. Herrera, L. Bidart, A. Lozada, D. Rodríguez, M. L. Ventosa, M. Reyes, A. Ávila, M. C. Marquetti, S. Rosete, R. Rodríguez-León, D. Albert, L. F. de Armas, N. Cuervo, I. Fernández, W. Oliva, M. Trujillo, A. Coy, R. Álvarez et al. 2003. Diversidad de la flora y la fauna de invertebrados de Topes de Collantes, Sancti Spiritus, Cuba. [Inédito]. Informe Final. Depositado en la biblioteca del Instituto de Ecología y Sistemática, La Habana, 149 pp.
- Mestre, N., T. Ramos, A. B. Hamon y G. Evans. 2004. Los insectos escamas (Hemiptera: Sternorrhyncha: Coccoidea) presentes en el Orquideario de Soroa, Pinar del Río, Cuba. *Fitosanidad*, 8 (3): 25-29.
- Millar, L. M., V. M. Uys y R. P. Urban (Eds.) 2000. *Collecting and preserving insects and arachnids. A manual for Entomology and Arachnology*, Sponsored by SDC, Switzerland, 105 pp.

- Min Lee, C., J. W. Park, T. S. Kwon y S. K. Lee. 2015. Diversity and density of butterfly communities in urban green areas: an analytical approach using GIS. *Zoological Studies*, 54: 4-10.
- Monge, J., P. Gómez y M. Rivas. 2001. *Biodiversidad Tropical*. Editorial Universidad Estatal a Distancia. 1ª Reimpresión. San José, Costa Rica, 305 pp.
- Morón, M. y R. Terrón 1988. Colecta y acondicionamiento de artrópodos. *Entomología Práctica*, Instituto de Ecología, México, 18 pp.
- Nowicki, P., J. Settele, H. Pierre-Yves y M. Woyciechowski. 2008. Butterfly monitoring methods: the ideal and the real world. *Israel Journal of Ecology and Evolution*, 54: 69-88.
- Núñez, R. 2004. Lepidoptera (Insecta) de Topes de Collantes, Sancti Spiritus, Cuba. *Boletín de la Sociedad Entomológica Aragonesa* 34: 151-159.
- Núñez, R. 2012. The butterflies of Turquino National Park, Sierra Maestra, Cuba (Lepidoptera, Papilionoidea). *Arxius de Miscelania Zoologica*, 10: 29-49.
- Núñez, R y A. Barro. 2003. Composición y estructura de dos comunidades de mariposas (Lepidoptera: Papilionoidea) en Boca de Canasí, La Habana, Cuba. *Revista de Biología*, 17: 8-21.
- Núñez, R., M. López y P. Aborrezco. 2014. Lepidoptera: Composición, distribución y aspectos ecológicos. Pp. 101-122. En: *Fauna terrestre del Archipiélago de Sabana-Camagüey* (Rodríguez, D., A. Arias y E. Ruiz, Eds.). La Habana, Editorial Academia.
- Ødegaard, F. 2000. How many species of arthropods? Erwin's estimate revised. *Biological Journal of the Linnean Society*, 71: 583-597.
- Peck, S. B. y A. E. Davies. 1980. Collecting small beetles with large-area "window" traps. *The Coleopterists Bulletin*, 34: 237-239.
- Portuondo, E. 1998. Caracterización de la entomofauna. Pp. 614-626. En: *Diversidad Biológica del macizo montañoso Nipe-Sagua-Baracoa* (N. Viña, Ed.). Primer Informe parcial del proyecto Diversidad Biológica de los macizos montañosos Sierra Maestra y Nipe-Sagua-Baracoa. BIOECO, Santiago de Cuba. Depositado en la Agencia de Medio Ambiente, La Habana].
- Portuondo, E. 2000. Caracterización de la entomofauna. Pp. 505-518. En: *Diversidad Biológica del macizo montañoso Sierra Maestra* BIOECO-CITMA (Eds.). Segundo Informe parcial del proyecto Diversidad Biológica de los macizos montañosos Sierra Maestra y Nipe-Sagua-Baracoa. BIOECO, Santiago de Cuba. Depositado en la Agencia de Medio Ambiente, La Habana.
- Portuondo, E. 2001. Caracterización de la entomofauna en los macizos montañosos orientales. Pp. 625-633. En: *Diversidad Biológica del macizo montañoso Sierra Maestra* BIOECO-CITMA (Eds.). Informe final del proyecto Diversidad biológica de los macizos montañosos Sierra Maestra y Nipe-Sagua-Baracoa. BIOECO, Santiago de Cuba. Depositado en la Agencia de Medio Ambiente, La Habana].
- Portuondo, E., A. Sánchez y D. Maceira. 1999. Valoración de tres métodos pasivos de colectas en el estudio de la biodiversidad entomológica. *Cocuyo*, 9: 18-19.
- Prabakaran S., Y. Chezhan, G. Evangelin y J. Williams. 2014. Diversity of butterflies (Lepidoptera: Rhopalocera) in Tiruvallur District, Tamilnadu, India. *Biolife*, 2: 769-778.
- Rivero, A. 2006. Estudios de diversidad de insectos en la región Jibacoa-Hanabanilla. Macizo Guamuhaya. *Centro Agrícola*, Año 33, No. 2: 49-56.
- Rivero, A., H. Grillo, S. Regera y P. Aborrezco. 2003. Lista de insectos conocidos, de los cayos Majá y Español de Adentro, Cayería Norte de Villa Clara. *Centro Agrícola*, No. 2: 71-75.
- Rodríguez, I. A., M. L. Sisne, H. Grillo, J. C. Nápoles, R. E. Izquierdo, O. Pino. 2013. Especies de la familia Scarabaeidae asociadas al guayabo (*Psidium guajava* L.) en Ciego de Ávila, Cuba. *Centro Agrícola*, 40 (1): 11-14.
- Rodríguez-León, R. y M. Hidalgo-Gato. 2014. Hemiptera (Auchenorrhyncha y Heteroptera): Composición, distribución y aspectos ecológicos. Pp. 84-100. En: *Fauna terrestre del Archipiélago de Sabana-Camagüey* (D. Rodríguez, A. Arias, E. Ruiz, Eds.). La Habana, Editorial Academia.
- Rodríguez-León R., I. Fernández, D. Rodríguez, M. Otero, M. M. Hidalgo-Gato, A. Fernández, M. Trujillo y M. López. 2000. Presencia de insectos en 12 cayos del Archipiélago Sabana-Camagüey, Cuba. *Poeyana*, 476-480: 23-28.
- Rojas P., D. Palacios, A. Ángeles y L. Hernández. 2012. Monitoreo de las hormigas del suelo en una mina de roca caliza rehabilitada. pp: 145-180. [En: *Monitoreo ecológico de una cantera rehabilitada por cementos*. Instituto de Ecología A. C. Veracruz, México].
- Samways, M., A. Melodie, A. McGeoch y T. R. New. 2010. *Insect Conservation: A Handbook of Approaches and Methods*. Oxford University Press, 425 pp.

- Sorto, R. 2011. Inventario de Insectos y Arácnidos. Área Natural Protegida El Espino- Bosque Los Pericos. Parque del Bicentenario, El Salvador, 1-40 pp.
- Steiner, A. y C. Häuser. 2010. Capítulo 16 Light traps for insects. [En: J. Eymann, J. Degreef, C. Häuser, J. C. Monje, Y. Samyn y D. VandenSpiegel (Eds.). *Manual on Field Recording Techniques and Protocols for All Taxa Biodiversity Inventories*, 653 pp].
- Turner, F. B. 1962. Some sampling characteristics of plants and arthropods of the Arizona desert. *Ecology*, 43 (3): 567- 571.
- Van L y Quang C. 2011. Divesity pattern of butterfly communities (Lepidoptera: Papilionidae) in different hábitat types in a tropical rain forest of Southern Vietnam. *International Scholarly Research Network Zoology*, 2011: 1-8.
- Van Swaay, C. A. M., T. Brereton, P. Kirkland y M. S. Warren. 2012. *Manual for Butterfly Monitoring*. Report VS2012.010, De Vlinderstichting / Dutch Butterfly Conservation, Butterfly Conservation UK & Butterfly Conservation Europe, Wageningen.
- Vales, M., A. Alvarez de Zayas, L. Montes y A. Ávila (compiladores). 1998. *Estudio nacional sobre la diversidad biológica en la República de Cuba*. Ed. CESYTA, Madrid, 408 pp.
- Wilkey, R. F. 1962. A simplified technique for clearing, staining and permanently mounting small arthropods. *Annal Entomological Society of America*, 55: 606.



Greta cubana

Anexo 13.1. Clave dicotómica para órdenes de insectos terrestres de Cuba

1. Alas bien desarrolladas (a veces cortas) _____	2
1'. Alas ausentes o, como mucho, reducidas a vestigios poco conspicuos _____	15
2. Primer par de alas desarrolladas, el segundo reducidas (Fig. A1) _____	Diptera (moscas)
2'. Dos pares de alas desarrolladas _____	3
3. Los dos pares de alas diferentes en su estructura, el primer par más grueso que el segundo _____	4
3'. Los dos pares de alas similares en estructura, aproximadamente del mismo grosor _____	9
4. Primer par de alas duras (como una cáscara) (Fig. A2) _____	Coleoptera (escarabajos)
4'. Una parte del primer par de alas coriáceo (duro) _____	5
5. Primer par de alas coriáceo en la base y membranoso en la punta (Fig. A3), piezas bucales para chupar _____	Hemiptera Heteroptera (chinchas)
5'. Primer par de alas coriáceos totalmente y con venas en todas partes, piezas bucales para masticar _____	6'
6. Las seis patas son para caminar, no para saltar _____	7
6'. Al menos un par de patas modificado para otra función que no sea caminar _____	8
7. Cabeza cubierta por un escudo dorsal (pronoto) (Fig. A4) _____	Blattaria (cucarachas)
7'. Primer segmento del tórax corto, mientras que el segundo y el tercero es alargado. Aspecto de hoja o palo (Fig. A5) _____	Phasmatodea (insectos palo)
8. Primer par de patas raptor (para atrapar presas) (Fig. A6) _____	Mantodea
8'. Las patas traseras largas diseñadas para saltar (Fig. A7) _____	Orthoptera (grillos y esperanzas)
9. Alas cubiertas de escamas (Fig. A8) _____	Lepidoptera (mariposas y polillas)
9'. Alas no cubiertas de escamas (claras y membranosas) _____	10
10. Piezas bucales dispuestas en un tubo para succionar. Alas de estructuras homogéneas y dispuestas en forma de techo a dos aguas (Fig. A9) _____	Hemiptera Auchenorrhyncha (cigarras, chicharras, saltahojas)
10'. Piezas de la boca no dispuestas en un tubo para succionar _____	11
11. Alas con pocas o ninguna vena _____	12
11'. Alas con muchas venas _____	13
12. Alas muy delgadas, bordeadas de pelos cerdosos (Fig. A10) _____	Thysanoptera
12'. Alas no bordeadas de pelos cerdosos (Fig. A11) _____	Hymenoptera (abejas, avispas y hormigas voladoras)
13. Con dos cercos pequeños al final del abdomen. Parecen hormigas, pero la unión entre el abdomen y el tórax no es estrecha. Individuos reproductores (Fig. A12) _____	Isoptera (termitas, comejenes)
13'. Sin cercos. Insectos largos y esbeltos, con alas de igual desarrollo _____	14
14. Antenas muy cortas (como pequeñas cerdas) (Fig. A13) _____	Odonata (libélulas y caballitos del diablo)
14'. Antenas relativamente largas, con múltiples segmentos (Fig. A14) _____	Neuroptera (crisopas, hormigas-león)
15. Insectos aplanados lateralmente, con patas traseras para saltar y piezas bucales para chupar (Fig. A15) _____	Siphonaptera (pulgas)
15'. Insectos no aplanados lateralmente _____	16

Anexo 13.1 (continuación). Clave dicotómica para órdenes de insectos terrestres en Cuba

16. Con forma redondeada o alargada, ligeramente endurecida y recubierta por una sustancia cerosa en forma de escama. Normalmente pegado a las plantas formando grupos (Fig. A16) _____ **HEMIPTERA STERHNORRHYNCHA (INSECTOS ESCAMA)**
 16'. Sin las características arriba nombradas _____ **17**
17. Unión entre el tórax y el abdomen estrecha (cintura), sin proyecciones (cercos) en la punta del abdomen (Fig. A17) _____ **HYMENOPTERA FORMICIDAE (HORMIGAS)**
 17'. Cintura ancha con dos cercos caudales corto en la punta del abdomen (aunque pueden faltar) (Fig. A18) ___ **ISOPTERA**



Figura A. Diptera (1), Coleoptera (2), Hemiptera Heteroptera (3), Blattaria (4), Phasmatodea (5), Mantodea (6), Orthoptera (7), Lepidoptera (8), Hemiptera Auchenorrhyncha (9). © J. L. Fontenla (1, 3, 9) y © G. Blanco (2, 4, 5, 7).



Figura A (continuación). Hemiptera Auchenorrhyncha (9), Thysanoptera (10), Hymenoptera (11), Isoptera (12), Odonata (13), Neuroptera (14), Siphonaptera (15), Hemiptera Sternorrhyncha (16), Hymenoptera Formicidae (17) y Isoptera (18). © J. L. Fontenla (9, 11, 13, 14, 16, 17, 18).