

Técnicas de colecta y preservación de insectos

Juan Márquez Luna

Laboratorio de Sistemática Animal,
Centro de Investigaciones Biológicas,
Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo.
Apartado postal 1-69, Plaza Juárez,
CP 42001, Pachuca, Hidalgo, México

CONTENIDO

PRÓLOGO.....	386
AGRADECIMIENTOS.....	386
INTRODUCCIÓN.....	387
¿PORQUÉ COLECTAR INSECTOS?.....	387
TÉCNICAS DE COLECTA.....	388
COLECTA DIRECTA.....	388
Hojarasca y suelo – Sobre plantas – Troncos en descomposición – Hongos –	
Epifitas vasculares – Diferentes tipos de materia orgánica en descomposición –	
Insectos acuáticos – Insectos asociados con nidos de insectos sociales –	
Ectoparásitos de mamíferos y aves.	
COLECTA INDIRECTA.....	392
Trampas sin atrayentes – Trampas con cebos – Trampa de luz – Embudo de Berlese.	
¿CUÁLES TÉCNICAS DE COLECTA UTILIZAR?.....	396
MÉTODOS PARA SACRIFICAR A LOS INSECTOS EN EL CAMPO.....	396
PRESERVACIÓN DE INSECTOS.....	397
PRESERVACIÓN EN LÍQUIDOS.....	398
Alcohol etílico – Líquidos fijadores	
PRESERVACIÓN EN PREPARACIONES.....	398
Preparaciones permanentes – Preparaciones semipermanentes – Preparaciones temporales.	
PRESERVACIÓN EN SECO.....	399
Preservación temporal – Montaje en alfileres entomológicos – Montaje directo –	
Montajes especiales – Ablandamiento de ejemplares secos y limpieza de organismos	
previamente Montados.	
DATOS DE COLECTA: SU IMPORTANCIA Y UTILIDAD.....	403
IMPORTANCIA DE LAS COLECCIONES ENTOMOLÓGICAS.....	404
Breve reseña histórica de las colecciones Mexicanas – Problemática en México – Colofón	
LITERATURA CITADA.....	407
Apéndice 1 – Apéndice 2.....	408

Prólogo

—¿Así pues, no te gustan los insectos?— prosiguió el Mosquito tan tranquilamente como si nada hubiera pasado.

—Me gustan cuando hablan— dijo Alicia. —En el lugar de donde yo vengo ninguno de ellos habla.

—¿Con qué clase de insectos te diviertes allá de donde vienes? — preguntó el Mosquito.

—No me divierto con ningún insecto— explicó Alicia —mas bien les tengo miedo, al menos a los mayores.

A diferencia de lo expresado por Alicia en este extravagante diálogo de *A través del espejo* (Lewis Carroll, 1872), a muchos nos gustan los insectos. Pese a que otros animales son más carismáticos —las aves y los mamíferos están entre los más atractivos— la enorme diversidad de insectos los hace el grupo predilecto de muchos naturalistas, profesionales y aficionados. ¿Qué es lo que motivará esta vocación temprana por estudiarlos? ¿Quién sabe?

Yo solo sé que hay muchos insectos que ya han sido descritos por la ciencia. Del 1,800,000 especies de seres vivos que se conocen, se estima que un 57% corresponde a los insectos. Comparados con otros grupos, conocemos tres especies de insectos por cada especie de plantas o 188 por cada especie de mamíferos.

Yo solo sé que hay muchos insectos aún por describir. La mayoría de los entomólogos coincide en que las especies descritas de este grupo representan sólo una mínima parte de las existentes en el planeta. Por ejemplo, sabemos que cada año se describen 2,300 especies nuevas de escarabajos. Terry Erwin, de la Smithsonian Institution, estimó que el número de especies de insectos que se encontrarían en las selvas tropicales del mundo alcanzaría la increíble cifra de 30,000,000.

Yo solo sé que hay muchos insectos que se extinguen día a día. Sabemos que las selvas tropicales, donde se albergaría una parte importante de la diversidad de insectos, son destruidas diariamente a una gran escala (unos 7,400,000 de hectáreas anualmente). Algunos consideran que entre el 10 y el 25% de las especies de seres vivos podrían extinguirse en las próximas dos décadas. Otros han calculado una tasa de extinción de entre 24 y 72 especies diarias. Resulta preocupante, entonces, que la mayoría de los insectos habrán de desaparecer sin que hayamos logrado descubrirlos.

Yo solo sé que los insectos mexicanos son muy diversos. Dada su posición biogeográfica privilegiada, entre las

regiones Neotropical y Neártica, la biota mexicana posee un gran número de especies, con un elevado grado de endemidad. Por ello, el estudio de la biodiversidad de artrópodos mexicanos debería ser prioritario.

Yo solo sé que los insectos deberían importarnos mucho. Ellos constituyen los componentes más numerosos de los ecosistemas terrestres, tanto en número de especies como de individuos; son fundamentales para la polinización de muchas especies vegetales y para el control de plagas y malezas; y son una fuente alimenticia para otros animales (e incluso para el hombre). Muchas especies poseen valor industrial (por ejemplo, las cochinillas que producen carmín), medicinal, forense y artístico, además de ser útiles para la investigación científica y la enseñanza (por ejemplo, la mosca *Drosophila melanogaster*). Por otra parte, algunas especies se emplean para determinar la calidad de los ecosistemas. La bioética es otro aspecto que deberíamos considerar, ya que las demás especies con las que compartimos el planeta también tienen derecho a la supervivencia.

Por todas estas razones, conocer la entomofauna es fundamental. ¿Cómo podríamos conservar y explotar de modo sustentable aquello que no conocemos? En el caso de los insectos, esta tarea es vastísima, pero lo primero que habría que hacer es comenzar a coleccionarlos.

En este trabajo, Juan Márquez nos introduce de modo claro y ameno a las técnicas más usuales para coleccionar y preservar insectos. Ya se trate de insectos terrestres o acuáticos, ya sea que vuelen o caminen por el suelo, ya sean adulto o larvas, Juan nos dice cómo atraparlos, matarlos y preservarlos. Constituye una excelente base para despertar la conciencia acerca del estudio de estas fascinantes criaturas. ¡Léanlo y disfrútenlo!

Juan J. Morrone
México, D. F., agosto del 2005

Agradecimiento

A Julieta Asiain Álvarez, por su gran ayuda en el desarrollo de este trabajo, la revisión crítica del mismo y por compartir conmigo su vida y amor. A ella dedico esta contribución.

A Juan J. Morrone (Museo de Zoología, Facultad de Ciencias, UNAM), Gabriela Castaño Meneses (Microartrópodos, Facultad de Ciencias, UNAM), Hugo Fierros-López y José Luis Navarrete-Heredia (Centro de Estudios en Zoología, Universidad de Guadalajara) por la revisión crítica del trabajo y la aportación de comentarios e información valiosa para el mismo.

Al programa PROMEP de la Secretaría de Educación Pública, por brindarme apoyo económico para mi incorporación académica en la Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo, y para llevar a cabo un proyecto personal.

Introducción

Los insectos constituyen una parte importante de la diversidad biológica, ya que de cada diez seres vivos, más de cinco son insectos, y de cada diez animales al menos siete son insectos (Wilson, 1992; Morrone *et al.*, 1999). Tienen una larga historia biológica, ya que los fósiles más antiguos se conocen desde antes del Carbonífero, hace más de 300 millones de años. Consumen casi cualquier tipo de alimento, participan en un gran número de procesos ecológicos y tienen un gran impacto en la economía y salud del ser humano (Wilson, 1992).

Desde que el hombre ha podido documentar su existencia, también ha manifestado su interés por los insectos, y hasta nuestros días éste persiste, ya que se siguen estudiando, aunque nuestro conocimiento sobre este grupo aún se considera reducido. Un aspecto fundamental en el estudio de los insectos es poder observarlos con detalle, puesto que la mayoría son pequeños y sus características distintivas no son apreciadas adecuadamente sin la ayuda de un microscopio. Desafortunadamente para los insectos, es una necesidad sacrificar algunos organismos para su estudio, pero debemos cuestionarnos en qué grado se debe llevar a cabo la colecta de organismos. Igualmente importante es el tratamiento que se da a los insectos colectados. Para ello debemos tener en cuenta que se han sacrificado algunos organismos y que es pertinente darles el mejor tratamiento o preservación posible, y así alcanzar el objetivo que nos llevó a su colecta, su estudio.

La finalidad de este trabajo es hacer accesible al público en general, y en especial a los estudiantes de biología que cursen materias de biología de animales, artrópodos, entomología o materias afines, las principales técnicas de colecta y preservación de insectos, proporcionando ejemplos e ilustraciones, ya que en México no existe este tipo de información con un enfoque exclusivo para tal grupo, o se proporciona muy someramente y para grupos específicos. Además, se discuten las razones de la colecta y preservación, y la importancia de las colecciones entomológicas.

Hay otros tópicos estrechamente relacionados con el tema de este trabajo, tales como el estudio de insectos en laboratorio, el arreglo de ejemplares para envíos (cuando se prestan para estudios), el marcaje, la fotografía y el dibujo científico, la necesidad de directorios de colecciones y de especialistas, entre otros, que no serán incluidos aquí, pero reconocemos la necesidad de abordarlos en un futuro inmediato.

¿Porqué coleccionar insectos?

Actualmente nos encontramos inmersos en una crisis aguda de la biodiversidad (Morrone *et al.*, 1999). Nuestra especie ha incrementado enormemente su número y somos la principal causa de extinción de la flora y fauna, así como de las consecuencias que esto tiene y tendrá en mayor grado conforme pase el tiempo. La tecnología ha logrado avances inimaginables y, sin embargo, no conocemos los aspectos más básicos de la mayoría de las especies con las que compartimos la Tierra. Ante esta perspectiva, es necesario reflexionar sobre el efecto que causamos cuando matamos cualquier ser vivo y sobre las razones que nos han llevado a esta acción.

No es la intención de este trabajo promover la colecta (y por lo tanto la muerte) de los insectos, sino de hacerla cuando sea necesaria para alcanzar los fines de estudio que se persiguen, colectando y preservando a los organismos adecuadamente y de la mejor manera posible. Para el estudio de los insectos es necesario primero su identificación taxonómica (Steyskal *et al.*, 1986) y a partir de ella generar cualquier otro tipo de conocimiento, ya que sin ésta, todo lo que podamos decir de esa entidad quedará en el aire. La identificación de los insectos es una labor difícil para la mayoría de los grupos, con excepción de aquellos grandes y exóticos, y requiere la revisión de estructuras específicas de su cuerpo con ayuda de microscopios. Un gran número de insectos que están desde hace muchos años en colecciones científicas no se han podido identificar a nivel de especie, debido al poco conocimiento que existe sobre ellos y a la falta de especialistas. Si aun teniendo físicamente los organismos para su análisis en las colecciones no se han podido estudiar en lo básico, sería casi imposible hacerlo sin contar con ellos, por ejemplo, cuando se intenta su identificación mediante fotos, restos u observaciones de campo.

Ésta es la razón de mayor peso para coleccionar algunos ejemplares de insectos, situación muy diferente si se compara con cualquier grupo de vertebrados y algunos de plantas, donde el número de especies es mucho menor, son de mayor tamaño y se han estudiado a tal detalle (salvo algunas excepciones), que incluso existen guías de campo para la identificación a nivel de especie de muchas regiones del mundo y éstas son tan eficientes que no hacen necesaria la colecta de ejemplares.

Existen algunos casos similares para insectos de tamaño grande y formas exóticas; muchos de ellos están bien conocidos, pero pocos se incluyen en guías de campo o trabajos similares que faciliten su identificación específica. Éstos ayudarían a evitar su colecta, reduciendo el efecto que tal acción pueda causar, ya que la mayoría de los insectos de talla grande presentan menor cantidad de descendencia en comparación con los medianos o pequeños.

Además de que es una necesidad, la colecta de insectos no causa un efecto tan severo en sus poblaciones, debido a que la mayoría de las especies presentan poblaciones de cientos o miles de individuos. Su tamaño pequeño les permite ocultarse eficientemente de los colectores. En la mayoría de los casos, colectamos organismos adultos, que corresponden a la última fase de su vida; esto es importante porque hay posibilidades de que los adultos ya hayan dejado descendencia y porque muchos de los papeles ecológicos son desempeñados de manera más importante durante la fase juvenil, a tal grado que algunos insectos adultos no se alimentan, sólo se reproducen. Esta estrategia explica, en parte, el éxito evolutivo de los insectos, especializándose en una fase alimenticia (juvenil) y una reproductiva (adulto). Actualmente se ha intensificado el estudio de los estados juveniles, pero su colecta es notablemente menor que la colecta de adultos. Sin duda, la transformación de las áreas naturales por el hombre es el factor de mayor efecto en los insectos y en toda la biota.

Los dos objetivos más importantes de la colecta de insectos son la investigación y la docencia. Ya se ha hecho referencia al primero. Cuando se va al campo con fines de docencia, como a practicar las distintas técnicas de colecta,

a observar aspectos conductuales y ecológicos, y a identificar a distintos niveles taxonómicos los grupos de insectos, es importante que la asesoría de los profesores conduzca a los alumnos a razonar la importancia que tiene la actividad de coleccionarlos y preservarlos adecuadamente.

Un ejemplo de lo anterior puede ser que, durante la actividad de campo, se practique la mayor cantidad de técnicas de colecta posibles para conocerlas, pero llevando un plan de trabajo elaborado antes de la práctica y revisado por el profesor, en el cual se desarrolle un pequeño proyecto específico que sea de interés de cada equipo de trabajo. Este proyecto requerirá de la aplicación de técnicas de colecta particulares y adecuadas para alcanzar los objetivos planteados, de tal forma que sólo se coleccionarán los ejemplares bajo estudio, dejando libres aquellos coleccionados con otras técnicas que sólo se aplicaron para practicarlas. Por los antecedentes de estudios con insectos, se conoce que cada sustrato particular cuenta con fauna exclusiva a ellos, que difícilmente se les localiza en otros sitios, además de organismos que se encuentran ocasionalmente o estacionalmente en éstos, así que los equipos de trabajo pueden seleccionar un sustrato para conocer los insectos que lo habitan o comparar dos de ellos. Otro enfoque puede ser por grupos taxonómicos, de acuerdo con el interés de los estudiantes. Existen muchas actividades que se pueden llevar a cabo en el campo por parte de los estudiantes que pueden dirigirse a reducir el número de insectos a coleccionar con fines de docencia y a aumentar el interés por parte de los alumnos, esta combinación puede reducir el efecto de la colecta con fines docentes, ya que desafortunadamente muchos profesores llevan dos veces al año a distintos y numerosos alumnos a los mismos sitios y desde hace varios años, lo cual si puede causar un impacto en las poblaciones de insectos.

Las colecciones de docencia pueden servir también para la investigación (como colecciones científicas), siempre y cuando los alumnos hayan aplicado las técnicas de colecta y preservación de manera adecuada.

Técnicas de colecta

La colecta de insectos requiere aplicar una variedad amplia de técnicas debido al gran número de especies y variedad de hábitos de vida que presentan. La mayoría de las técnicas utilizadas responden a objetivos específicos de cada tipo de estudio; sin embargo, pueden ser divididas de manera muy general en técnicas de colecta directas (activas) y técnicas de colecta indirectas (pasivas, Steyskal *et al.*, 1986). Una segunda forma general de dividir las, no sólo para los insectos, sino para los artrópodos en general, es por ambientes, teniendo colecta terrestre y acuática. En este trabajo se sigue la primera propuesta de división entre las técnicas de colecta, están basadas en la experiencia personal y en información bibliográfica (Martín, 1977; Dennis, 1974; Llorente *et al.*, 1985; Steyskal *et al.*, 1986; Morón & Terrón, 1988; Borrer *et al.*, 1989; Imes, 1992; Merritt *et al.*, 1996; Contreras-Ramos, 1999).

COLECTA DIRECTA

Es aquella en la que el colector busca de manera activa a los organismos en su ambiente, en los sitios donde éstos se distribuyen. Esta estrategia es utilizada ampliamente por la

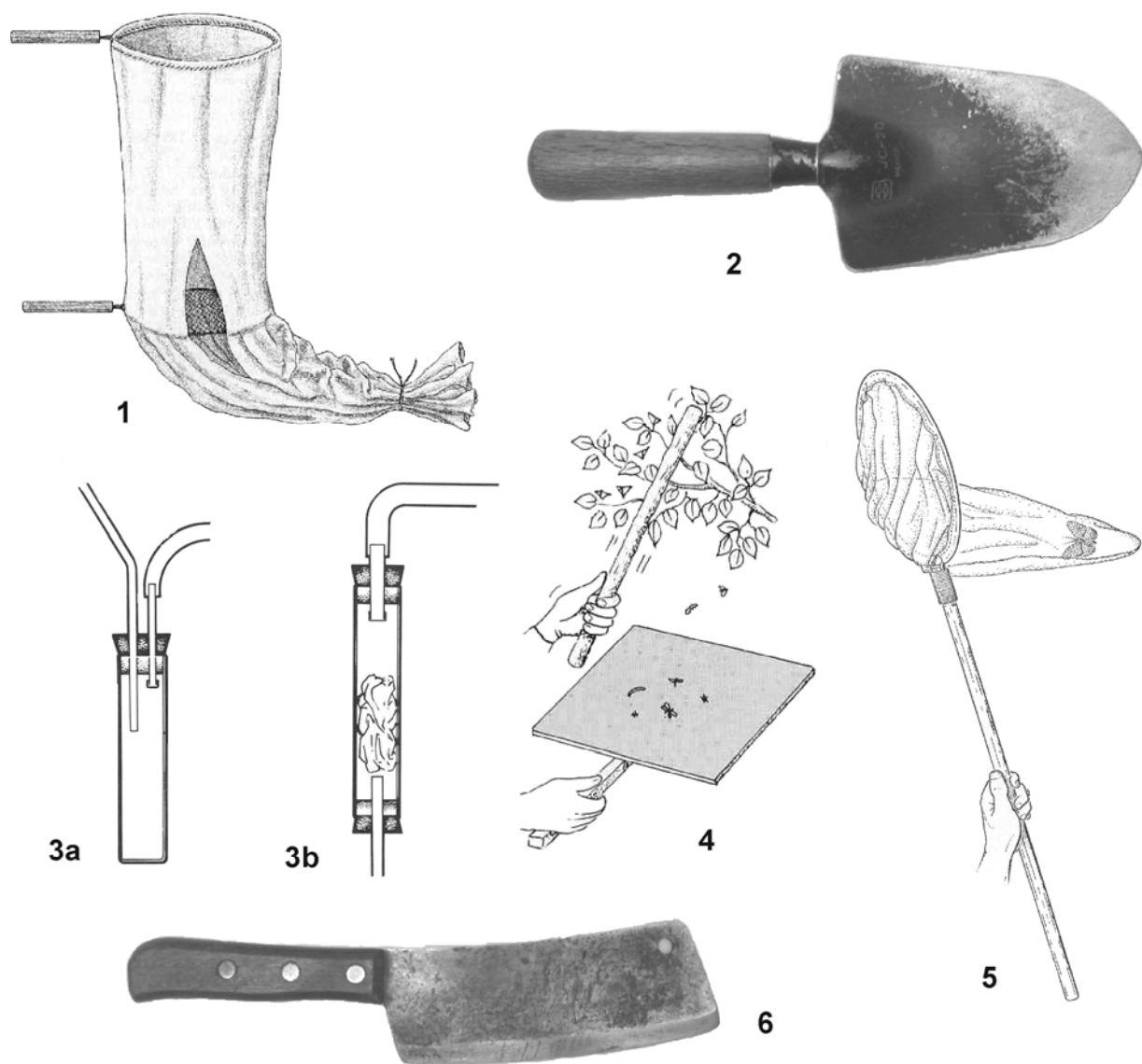
mayoría de los colectores, quienes se apoyan de herramientas e instrumentos que varían según el sustrato o sitio de búsqueda. Implica poseer cierta información biológica sobre los grupos que se desea coleccionar, principalmente su distribución geográfica, ocurrencia estacional y hábitos alimenticios.

En la naturaleza, las plantas, cadáveres, hojarasca, suelo, musgo, hongos, nidos de vertebrados e invertebrados, etc., son sitios específicos donde pueden existir especies de insectos con diferentes grados de asociación a ellos. Las plantas a su vez pueden estar habitadas, y ser consumidas, en cada una de sus partes por organismos que se especializan en raíz, tallo, hojas, flores, frutos y semillas. Además, los diferentes recursos en la naturaleza presentan una sucesión en la fauna de insectos que los consumen. Todos estos elementos deben ser tomados en cuenta cuando se colecciona de manera directa, junto con el objetivo del estudio.

Para comentar la colecta directa mediante el uso de herramientas, se hará mención a los principales sustratos donde se pueden coleccionar insectos. Sin embargo, el método más simple es tomar a los insectos con los dedos y es el más común en muchos grupos que no son peligrosos para el ser humano (Steyskal *et al.*, 1986).

Hojarasca y suelo: se puede coleccionar de manera directa en hojarasca y suelo utilizando un cernidor (Fig. 1), el cual permite retener las partículas grandes y deja pasar partículas e insectos pequeños a la parte baja, donde pueden ser vistos y coleccionados con mayor facilidad, mientras que los organismos medianos y grandes quedan por encima de éste y expuestos. En esta técnica se usan comúnmente palas de jardinero (Fig. 2) para depositar el sustrato en el cernidor, también se utilizan aspiradores (Fig. 3) para coleccionar los ejemplares pequeños sin dañarlos. Es necesario colocar una muestra tan grande como sea posible encima del cernidor y proceder al cernido por varios minutos; se recomienda repetir la acción varias veces para obtener una mejor representación de ejemplares, ya que algunos grupos, como colémbolos y hormigas, son numerosos en este sitio, pero otros son muy escasos. También se pueden buscar ejemplares solo moviendo la hojarasca y el suelo con alguna pala, pero la observación y captura de los organismos pequeños resulta fortuita.

Sobre plantas: la colecta directa en plantas es apoyada frecuentemente por una red de golpeo, en la cual caen insectos que están sujetos a las plantas, ya que muchos de ellos tienen la conducta de dejarse caer cuando se encuentran en peligro. Se procede a golpear la vegetación arbustiva en varias plantas (o las plantas bajo estudio) por periodos cortos de tiempo y se revisa la red, los insectos pequeños y de cuerpo blando pueden ser coleccionados con el aspirador (succionando) y luego depositarlos (soplado) en un frasco colector. También se usa cualquier superficie análoga a la red de golpeo, que sirva para retener y hacer evidente a los organismos que, al mover las plantas, caigan en esa superficie, tales como sábanas o paraguas invertidos (Fig. 4). Cuando se usa un tipo de "paraguas", se apoya el golpeo de la vegetación con un palo o tubo de metal, dando mayor precisión en la planta y sitio específico del muestreo. Si es necesario el muestreo de plantas altas, se pueden tender mantas blancas (para hacer evidentes los organismos) en su base y proceder a mover lo más posible la planta.



Figs. 1-6. 1. Cernidor (tomada de White, 1983); 2. pala de jardinero; 3. dos tipos de aspiradores (a y b; tomada de Martín, 1977); 4. superficie para colecta por golpeo de vegetación (tomada de Imes, 1992); 5. red aérea (tomada de Steyskal *et al.*, 1986); 6. herramienta metálica para colecta directa sobre troncos en descomposición

Las redes aéreas (Fig. 5) pueden ser útiles para la captura de insectos que se localizan en las partes altas de las plantas, como en flores y frutos de árboles (algunas tienen mango telescópico, que permite extenderlas considerablemente). También se utilizan frecuentemente para la captura de insectos de vuelo rápido, como mariposas, abejas, moscas, libélulas, neurópteros, etc. Es necesario practicar un tiempo con la red para aumentar la eficiencia de captura de estos insectos, la forma general es mover con la mayor velocidad posible la red hacia el insecto, ya sea que éste se localice posado en la vegetación, alimentándose de flores, frutos, etc., o en vuelo; inmediatamente se gira la red para evitar que salga. Hay variación en el tamaño de las redes aéreas que dependen del grupo de insecto volador que se desea coleccionar, generalmente las redes usadas para mariposas y libélulas son de un diámetro mayor, la bolsa de la red más profunda y el mango más largo; mientras que para mosquitos, abejas, avispas e insectos similares suelen ser más pequeñas.

Las semillas pueden ser examinadas directamente para la colecta de ejemplares que las consumen; por ejemplo las semillas de leguminosas presentan diferentes especies de coleópteros brúquidos.

La fumigación del dosel de bosques (Fig. 7) es una técnica que ha proporcionado una alta cantidad de especies y ejemplares de muchos grupos, que difícilmente pueden ser colectados con otros métodos y que incluso ha permitido pronosticar un incremento importante en el número de especies de insectos existentes (Erwin, 1982; Wilson, 1992). Requiere una fumigadora especial (Fig. 7b), insecticida biodegradable en concentraciones conocidas y la colocación de superficies (Fig. 7a) debajo del dosel que será fumigado para la retención de los ejemplares. El aparato expulsa el insecticida en forma de nube que sube hacia el dosel de los árboles en un sitio seleccionado, después de varios minutos los insectos afectados comienzan a caer en las superficies colocadas previamente.



Fig. 7. Fumigación de dosel de bosque: **7a**, superficies de plástico en forma de cono instaladas en el sitio donde se fumigará; **7b**, fumigadora aplicando la nube de insecticida mezclada con aceite mineral.

Troncos en descomposición: la colecta directa sobre troncos en descomposición requiere de una herramienta metálica como machete, hacha o pala (Fig. 6) que sirve para desprender la corteza y la albura del tronco para alcanzar los ejemplares que ahí se localizan. Se requiere tener cuidado al desprender la madera para no dañar los ejemplares de interés, ni aquellos otros habitantes que no serán colectados.

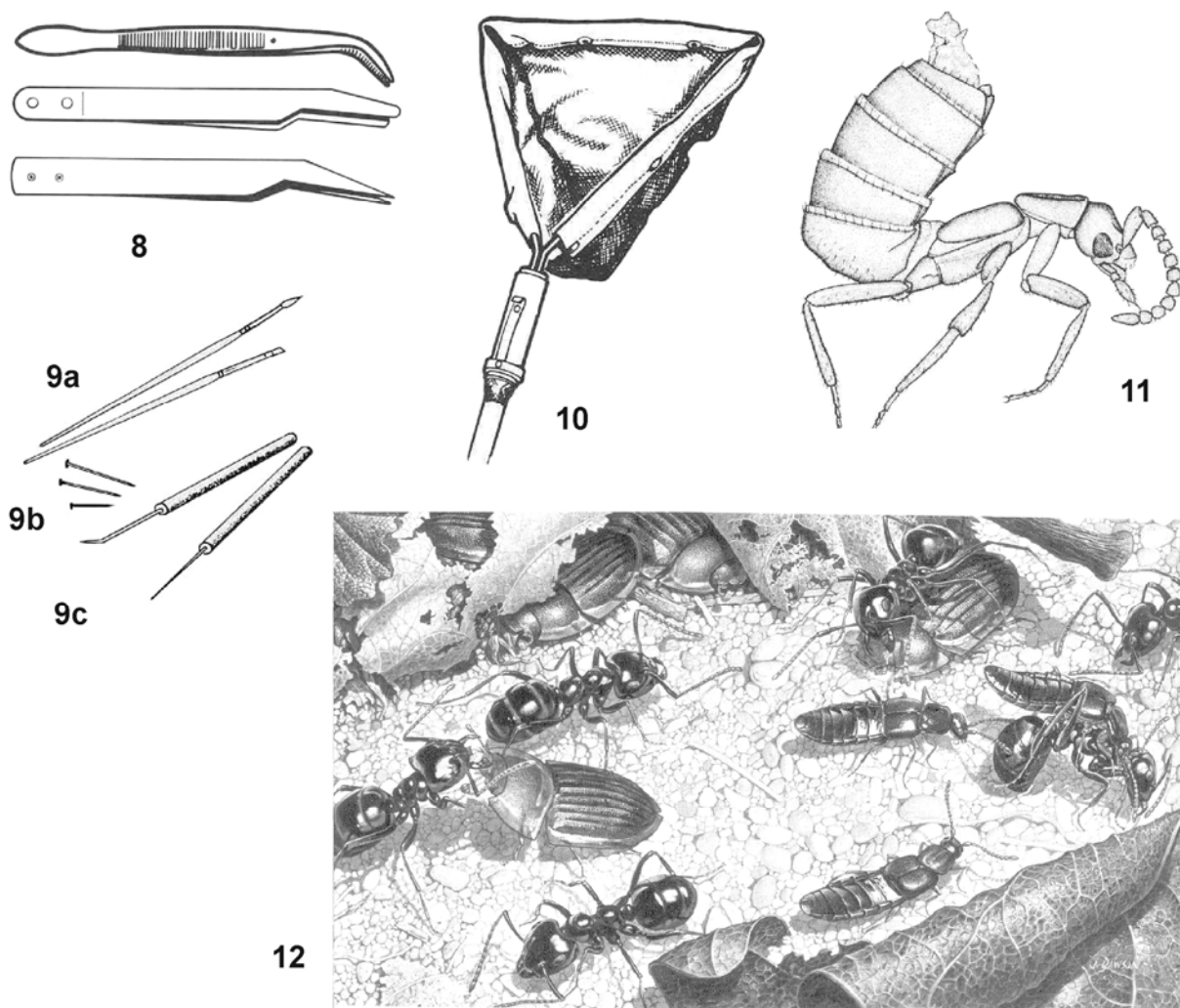
Hongos: los insectos asociados con hongos pueden ser colectados directamente tomándolos del sustrato o puede tenderse una manta blanca colocando en ella a los hongos y fumigando esta parte con cualquier insecticida comercial (preferentemente que esté elaborado con productos biodegradables), de esta manera los ejemplares saldrán de los hongos a la manta donde pueden ser capturados con ayuda de un aspirador o con los dedos. Por otro lado, se puede tomar los hongos del sustrato, colocarlos en bolsas de plástico para llevarlos al laboratorio y allí separar los insectos con mayor cuidado. Esta actividad debe hacerse lo antes posible para evitar la “descomposición” del sustrato.

Epifitas vasculares: las epifitas vasculares, como bromelias, orquídeas, helechos, líquenes y musgos, pueden ser

muestreadas mediante su extracción (cortándolas) y depositándolas inmediatamente en bolsas de plástico para evitar el escape de los organismos. Posteriormente, se puede agregar insecticida dentro de las bolsas con las epifitas para que la mayoría de los insectos mueran o, al menos, se reduzca su capacidad de huida. En cuanto el efecto del insecticida haya finalizado, se colectan los organismos que salieron de la planta a la bolsa, pasándolos a frascos con alcohol al 70 %. Es recomendable buscar hoja por hoja a los organismos que hayan quedado en ellas, muchos de éstos de tamaño pequeño (Stuntz *et al.*, 2002; Yanoviak *et al.*, 2003).

La fumigación de dosel comentada en párrafos anteriores no ha resultado eficiente en la captura de insectos asociados con plantas epifitas, ya que una alta proporción de ellos no son afectados por el insecticida y de aquellos que mueren a causa del éste, la mayoría quedan entre las hojas de las plantas (Yanoviak *et al.*, 2003).

Por otro lado, varias especies de orquídeas y bromelias están protegidas por la ley, debido a que son susceptibles a la extinción, por lo que su colecta está controlada y hace difícil estudiar los insectos que en ellas viven. La dificultad para colectar los insectos de epifitas vasculares sin dañar las plantas, plantea la necesidad de buscar otros métodos de



Figs. 8-12. 8. Tres tipos de pinzas entomológicas (tomada de Martin, 1977); 9. esquemas de: 9a, pinceles, 9b, alfileres entomológicos, 9c, agujas de disección (tomada de Imes, 1992); 10. red acuática (tomada de Martín, 1977); 11. esquema de un coleóptero estafilínido termitófilo (tomada de Jacobson *et al.*, 1986); 12. coleópteros “mirmecófilos” y las hormigas con las que se asocian (tomada de Hölldobler & Wilson, 1994).

colecta que hasta ahora no han sido propuestos. Probablemente se puede probar la instalación de trampas de intercepción de vuelo y trampas con cebos (comentadas más adelante) colocadas en el dosel del bosque, al nivel donde se ubican las epifitas

Diferentes tipos de materia orgánica en descomposición: la materia orgánica en descomposición es frecuentada por una diversidad de insectos que la consumen directamente o que acuden a depredar a otros organismos. Algunos ejemplos son las frutas en descomposición, la carroña y el excremento de vertebrados. La colecta directa en este tipo de sustratos requiere del uso de una pala pequeña o herramienta similar, la cual permite mover los sustratos sin hacer contacto directo con ellos. Al moverlos, los insectos que los habitan pueden ser tomados con pinzas entomológicas (Fig. 8), pinceles (para organismos, Fig. 9a) o con la mano. Otra forma práctica de colectar insectos en este tipo de sustrato es colocándolos en una bolsa de plástico, esto provoca que los organismos salgan de éstos queriendo alejarse, posiblemente por el incremento en la temperatura dentro de la bolsa y la reducción de oxígeno. Algunos insectos, como los coleópteros Scarabaeidae, elaboran galerías en el suelo (en

ocasiones muy profundas) donde entierran excremento y oviponen, estos ejemplares pueden ser colectados rascando directamente en sus galerías.

Insectos acuáticos. La colecta de insectos acuáticos se lleva a cabo principalmente en cuerpos de agua dulce, excepcionalmente en los litorales marinos. Puede hacerse de manera directa utilizando redes acuáticas (Fig. 10), también llamadas redes de bentos (Contreras-Ramos, 1999), formadas por un mango rígido y la red plástica de malla fina. Se coloca la red en contra de la corriente y se mueve el sustrato debajo del agua para que los organismos sean llevados por la corriente a la red. En sitios donde no hay corriente, se procede a mover la red en el fondo y a golpear en la vegetación acuática. En las orillas de ríos y riachuelos suelen existir diversas especies de insectos que se ubican debajo de las rocas o en la hojarasca, éstas pueden ser colectadas directamente moviendo el sustrato.

Insectos asociados con nidos de insectos sociales: las colonias de insectos sociales pueden presentar otros insectos que viven estableciendo algún tipo de interacción, como parasitismo o comensalismo. Por ejemplo, las hormigas

“arrieras”, *Atta mexicana*, producen “basureros” provenientes de desechos del cultivo de hongos; en ellos habitan una diversidad considerable de insectos que pueden colectarse directamente removiendo las partículas finas de que están constituidos o mediante el uso de un cernidor (Márquez, 1994). En algunos casos extremos, donde los basureros de otras especies de hormigas arrieras son subterráneos, se han utilizado picos y palas para alcanzarlos y buscar insectos en ellos; en otros se ha llegado a utilizar maquinaria para facilitar la búsqueda en los basureros. Otros insectos, por ejemplo coleópteros, viven como “mirmecófilos” (asociados estrechamente con hormigas; Fig. 12) o “termitófilos” (asociados estrechamente con termitas; Fig. 11) y su colecta requiere la búsqueda directa entre las hormigas o las termitas dentro de sus nidos y ocasionalmente en las columnas de hormigas; sin embargo, es difícil distinguir algunos coleópteros de sus huéspedes por su gran similitud morfológica. Una alternativa para colectar este tipo de insectos es colocar una trampa de intercepción de vuelo (comentada en colecta indirecta) cerca de los nidos.

Ectoparásitos de mamíferos y aves: existen insectos ectoparásitos de mamíferos y aves que deben ser colectados directamente del cuerpo de los huéspedes o en sus madrigueras, como piojos, pulgas, etc. Una posibilidad implica la captura de mamíferos y aves, y posteriormente una búsqueda exhaustiva (cepillado) en su pelo o plumas. Otra alternativa es buscar directamente en las madrigueras o nidos, aunque se debe aclarar que no todos los insectos que se colecten en estos sitios son ectoparásitos, pueden estar alimentándose de restos de pelo o plumas, excremento o restos de alimento del mamífero o del ave, entre otras cosas.

COLECTA INDIRECTA

Es aquella en la que se colectan organismos utilizando algún tipo de atrayente y que no implica búsqueda directa en los sustratos donde éstos habitan. Comúnmente este tipo de colecta utiliza trampas con distintos tipos de atrayentes e incluso existen trampas sin atrayente que se consideran como colecta indirecta porque no se buscan activamente a los organismos. El tipo y número de trampas, y el cebo a utilizar también dependen directamente de los objetivos de la investigación.

Trampas sin atrayentes: las *trampas de “pozo seco”* o “de caída” (conocidas en inglés como “pit-fall traps”) (Fig. 14) son recipientes de capacidad entre medio y un litro que se colocan enterradas a nivel de suelo. Su utilidad consiste en retener cualquier organismo que, al desplazarse por el suelo, caiga dentro del recipiente sin tapa, o del recipiente con un embudo que evita la huida de los organismos y su depredación por vertebrados. Puede llevar alcohol etílico al 70%, etileno glicol o propileno glicol como líquidos conservadores, o puede ir sin conservador. Weeks y McIntyre (1997) observaron que al usar etileno glicol y propileno glicol como conservadores en estas trampas, se colectan más especies de insectos que con aquellas sin conservador o usando agua, lo que demuestra que los conservadores pueden ser atrayentes para algunos organismos y repelentes para otros. En cualquiera de las dos modalidades, con conservador o sin él, la revisión de la trampa debe ser en periodos de tiem-

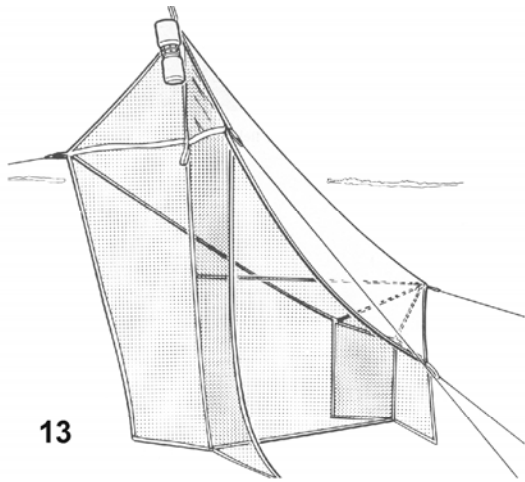
po cortos, de horas a no más de dos o tres días, ya que se encuentra descubierta y el alcohol se evapora rápidamente, o se inunda con lluvia, provocando la descomposición de los organismos.

Las trampas “Malaise” (Fig. 13) están elaboradas con tela fina similar a la de las redes aéreas (tul) y tiene forma de casa de campaña pequeña; se instala entre la vegetación en sitios donde puedan volar los insectos, se amarra de sus extremos y se deja una entrada hacia alguna dirección, por ella entran los organismos volando y éstos tienen la conducta de que cuando están atrapados intentan volar siempre hacia arriba, por lo cual llegan a la parte alta de la trampa y se meten a un frasco colector que contiene alcohol etílico al 70 % como líquido conservador. Es recomendable colocarla alejada de caminos donde pueda ser destruida. La obtención de las muestras es, generalmente, mensual, pero puede ser en periodos de tiempo regulares menores al mes.

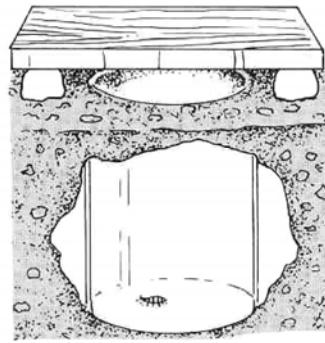
Una trampa similar a la Malaise es la de intercepción de vuelo (o de ventana, Figs. 15 y 16), la cual es una cortina de altura y anchura variable que se instala vertical en la vegetación amarrada de sus extremos. Es recomendable que la tela sea oscura o transparente, para que no sea muy visible a los organismos que, volando por ese sitio, chocan con ella y caen hacia un canal o una serie de recipientes colocados exactamente debajo de la trampa y que contienen una mezcla de agua, jabón y líquido anticongelante para vehículo que funciona como conservador. Esta trampa puede durar hasta más de dos semanas sin que se descompongan los organismos capturados, pero en época de lluvias es común que el recipiente colector se sature de agua y que los organismos sean arrastrados fuera de él. Al recoger la muestra, es importante colocar los organismos en alcohol etílico al 70% y hacerle varios cambios de alcohol posteriormente, ya que estuvieron expuestos al agua.

Trampas con cebos: el nombre de las trampas está dado por el cebo que usan, las más importantes son las coprotrampas (cebadas con excremento), carpotrampas (con fruta) y necrotrampas (con carroña). La intención de cada una de ellas es atraer y capturar insectos afines a estos cebos, pero no todas las especies que recurren a ellos lo hacen para consumirlos, también pueden acudir especies que son depredadoras y algunas otras que llegan de manera accidental. Por esto, es importante distinguir las especies que se alimentan estrictamente de algún recurso, de aquellas que son afines; por ejemplo las especies coprófagas se alimentan de excremento y las especies coprófilas son afines al excremento.

La necrotrampa permanente modelo 1980 (NTP-80, Morón y Terrón, 1984; Fig. 17) ha sido muy utilizada en la colecta y estudio de una gran diversidad de insectos necrófilos mexicanos debido a que su diseño permite colectar de manera sistemática por largos periodos de tiempo, ya que puede permanecer en campo por más de un mes, y el cebo utilizado, que puede ser calamar o pulpo, atrae una diversidad importante de organismos. Se instala armada a nivel de suelo, el bote incluye alcohol etílico al 70% como conservador, con un poco de ácido acético que disminuye su evaporación; incluye un embudo que la protege del exceso de basura, agua de lluvia y conduce a los organismos hacia el líquido conservador evitando su salida; la tapa está despegada del bote por tres soportes atornillados y en ella se



13



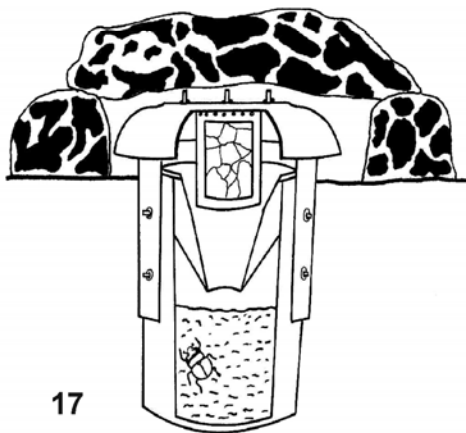
14



15



16



17



18

Figs. 13-18. 13. Trampa "Malaise" (tomada de Martín, 1977); 14. trampa de "pozo seco" o de "caída" (tomada de Imes, 1992); 15. trampa de intercepción de vuelo mediante una mica transparente (o de ventana; tomada de Martín, 1977); 16. trampa de intercepción de vuelo mediante un plástico transparente; 17. necrotrampa modelo NTP-80 (tomada de Morón & Terrón, 1984); 18. necrotrampa modificada del modelo NTP-80 (sin soportes metálicos, ni embudo).

atornilla un frasco pequeño de plástico con perforaciones donde se mete el cebo; toda la trampa es rodeada por piedras, con una en la parte superior a manera de tapa, éstas la protegen de mamíferos que buscan el cebo, secundariamente de la lluvia y de la vista del hombre. En periodos regulares, de un mes, tres semanas o algún otro, se toma la muestra, se agrega más líquido conservador y más cebo; esto se puede hacer por periodos anuales o más, dependiendo de los

finés. Se recomienda instalar las trampas fuera de causas de ríos, alejadas de caminos y en sitios lo más plano posibles.

Una modificación de la NTP-80 (Fig. 18) que puede hacerla más práctica consiste en usar un recipiente con tapa, hacerle dos o tres ventanas un poco debajo de la tapa, a ésta instalarle el frasco que portará el cebo y que quedará a la altura de las ventanas por donde podrá dispersarse el olor; se entierra al nivel de las ventanas, con el líquido conserva-

dor, la tapa con el cebo puesto y se protege como la NTP-80. Las modificaciones excluyen el embudo y separar la tapa con soportes metálicos.

Para insectos acuáticos se han utilizado escasamente trampas similares a las usadas para coleccionar jaibas o langostinos, que incluyen algún tipo de cebo (larvas, vísceras o trozos de pescado) en una canastilla depositada en el fondo de cuerpos de agua, que tiene una entrada angosta para dificultar la salida de los organismos (Merritt *et al.*, 1996).

Las coprotrampas pueden ser iguales que cualquier necrotrampa, pero el cebo debe ser excremento. El tipo de excremento más utilizado es de caballo, pero puede ser de cualquier otro animal o de humano. También estas trampas pueden hacerse de manera más sencilla en comparación con una NTP-80, colocando simplemente el excremento en el fondo de un recipiente, sin líquido conservador, tapándolo y con ventanas a los lados, cuando se revise la trampa se pasarán los organismos al alcohol al 70%. La mayor sencillez de la coprotrampa se debe a que sus olores no son tan fuertes como el de la carroña y requiere estar más expuesta para que éstos se dispersen, pero una diferencia importante es que su duración está limitada (dos o tres días), debido a que el excremento tiende a secarse rápidamente.

Las carpotrampas son muy similares a las coprotrampas, pero usan fruta fermentada como atrayente. La fruta que más se utiliza es el plátano, la piña y el mango, a veces combinadas o por separado. Se les puede agregar un poco de cerveza para acelerar su fermentación. Este tipo de trampas presentan las mismas limitaciones que las coprotrampas en comparación con la NTP-80. La mayoría de las carpotrampas (Fig. 19) son instaladas entre 2 y 4 m del suelo, sujetas de algún árbol. A esta altura o más arriba ocurren los insectos que se alimentan de frutos de manera natural.

Una modificación de carpotrampa (Fig. 20) es usando un envase de plástico de 1,5 a 2 litros, como los de refrescos o agua desechables, se cortan en la parte superior al nivel donde se pueda formar un embudo, se coloca el cebo dentro de la botella cortada, se amarra a la altura deseada y se coloca el embudo en la parte superior; por éste entrarán los organismos e impedirá su salida.

Dependiendo de los objetivos particulares de cada estudio, se pueden utilizar trampas similares con los cebos deseados. Incluso, se pueden utilizar *esencias* para la atracción de algunos insectos específicos; por ejemplo, la esencia de clavo atrae a machos de abejas de orquídeas (Euglosini) y el hielo seco (CO₂ sólido) atrae a dípteros hematófagos. Estos organismos se coleccionan combinando el uso de la red aérea (colecta directa) con el atrayente (colecta indirecta). Existen muchos olores, colores e incluso formas que pueden resultar atractivos a grupos específicos de insectos, pero también pueden ser repelentes; sin embargo, estos aspectos se han estudiado principalmente con el fin de combatir insectos plaga y aún se necesitan más investigaciones al respecto. Una práctica entomológica sencilla y de interés es observar la preferencia de los insectos por diferentes cebos.

Trampa de luz (Fig. 21): esta trampa se utiliza en colectas nocturnas y sirve para atraer insectos voladores con fototropismo positivo. Una alta diversidad de insectos nocturnos es atraída a la luz, entre ellos varios de los más exóticos. No se conoce con certeza por qué muchos insectos nocturnos son atraídos a la luz, pero se ha postulado que muchos de ellos

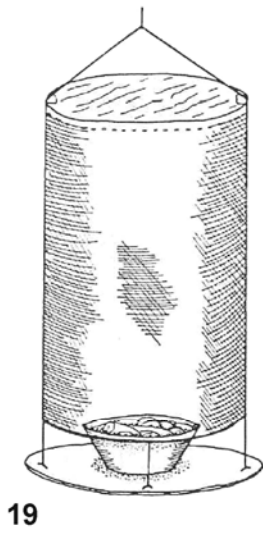
se orientan en su vuelo tomando como referencia algún punto luminoso en el cielo, que puede ser la luna o las estrellas más cercanas a la tierra. La orientación es similar a la que tienen las abejas de la miel utilizando la posición del sol. Tal vez por esta razón, es poco eficiente coleccionar en noches con luna, ya que muchos organismos se orientarán con ella en lugar de ser atraídos a la trampa. La luz de tipo mercurial o luz negra es la que atrae mejor a los organismos. La trampa de luz utiliza una variedad de herramientas y equipos, pero siempre con el mismo principio. Cuenta generalmente con un foco de luz negra que se conecta a una fuente de electricidad, el foco es colocado en la parte media o superior de una manta blanca extendida que actúa como reflector de la luz y es en ella donde se posan la mayoría de los organismos. También puede ser colocada una manta blanca en el suelo por debajo de la manta extendida, ya que en esta zona también se posan varios organismos (Fig. 21d).

Otras trampas de luz no usan sábanas blancas en el sistema, sino algún tipo de recipiente donde entran aquellos organismos que son atraídos (Fig. 21b y c), esta diferencia respecto a la forma inicial permite hacer una colecta no selectiva y sistemática de los organismos que son atraídos, ya que entran indistintamente al recipiente colector, mientras que con las mantas extendidas el colector “escoge” los ejemplares.

La potencia o voltaje de los focos que se utilizan también es muy variable, pero los focos con poco voltaje son más utilizados (10 a 50 voltios; Fig. 21a) debido a la necesidad de contar con una fuente de energía con la capacidad para generar esta corriente, esta fuente de energía puede ser algún tipo de pila, un acumulador de vehículo o un generador que trabaja con combustible. El generador de luz, cables, mantas, focos, gasolina, aceite para motor, embudos, frascos para coleccionar, etc. son parte del equipo de colecta nocturna y tanto su costo como lo difícil para llevarlo a los sitios de colecta, son los principales problemas que conducen a utilizar equipo más pequeño, de menor peso y menor capacidad. Los sitios para efectuar colecta nocturna deben carecer, preferentemente, de otras fuentes luminosas que sean causa de “ruido” para la trampa de luz y ésta debe dirigirse hacia los sitios más conservados desde un lugar relativamente abierto que permitirá una mejor dispersión de la luz. Al igual que con muchos otros atractivos, cuando se utilizan en cantidades muy grandes pierden su poder de atracción, tal como se reduce la atracción de las trampas de luz cuando existen muchas fuentes luminosas (un pueblo o una ciudad), o tal como se reduce la atracción de los insectos a superficies de colores demasiado amplias.

La experiencia de algunos colectores es que los focos que producen luz negra mercurial y en un alto voltaje (200-250 v), son las más eficientes en la atracción de ciertos grupos, como coleópteros Melolonthidae, otro tipo de voltaje puede atraer grupos diferentes de insectos; sin embargo, no hay estudios al respecto.

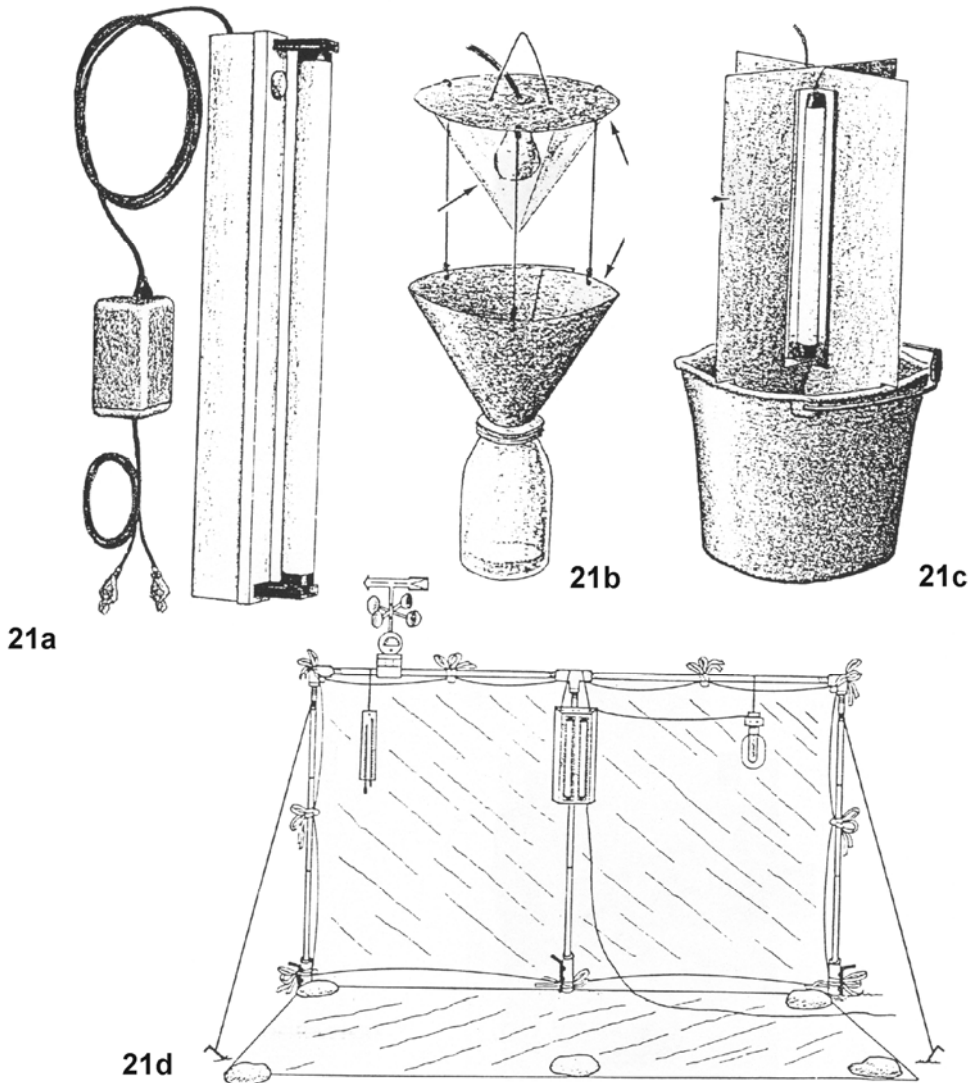
Embudo de Berlese (Fig. 22): esta técnica utiliza el fototropismo de los organismos y el calor para lograr que pasen de un sustrato determinado a un frasco colector colocado debajo del sistema, el cual es cerrado e incluye un foco en la parte superior, una malla donde se colocan las muestras, y en la parte baja el frasco colector. Los organismos con fototropismo positivo pueden bajar al frasco colector en el período de oscuridad al que se somete la muestra (3 o más



19



20



21a

21b

21c

21d

Figs. 19-20. 19. Carpotrampa cilíndrica para mariposas (tomada de Morón & Terrón, 1988); 20. carpotrampa elaborada con envase desechable de refresco. **Fig. 21.** Diferentes tipos de trampas de luz (a-c tomadas de White, 1983; d tomada de Morón & Terrón, 1988): 21a, tubo de luz fluorescente con convertidor para conectarse a baterías de vehículos; 21b, foco de bulbo con embudo y frasco colector; 21c, dos tubos de luz mercurial con láminas que conducen a los ejemplares hacia la cubeta que funciona como recipiente colector; 21d, trampa de luz completamente instalada con tubo de luz mercurial y manta blanca.

días) y los organismos con fototropismo negativo lo pueden hacer en el período de luz, que normalmente tiene la misma duración que el primero. Este proceso de muestras específicas es usado para fauna de insectos del suelo y sustratos similares, donde abundan organismos de talla pequeña. La colecta inicia con la toma de muestras, que se puede hacer de manera sistemática en periodos de tiempo y cantidad de sustrato regulares. El muestreo sistemático es una diferencia importante respecto a la búsqueda directa con ayuda de cernidores.

¿Cuáles técnicas de colecta utilizar?

Un aspecto relevante de este tema es que para coleccionar insectos se utilizan casi todas las técnicas conocidas para artrópodos, debido a la diversidad de especies y de formas de vida del grupo. Al igual que con cualquier grupo biológico, las técnicas de colecta a utilizar dependen directamente de los objetivos de estudios específicos (Contreras-Ramos, 1999) y las técnicas convencionales pueden ser adaptadas o modificadas para alcanzarlos. También se debe de considerar la posibilidad de que el uso de técnicas de colecta directa combinado con colecta indirecta puede brindar mejores resultados por su complementariedad (Steyskal *et al.*, 1986).

Otro aspecto que es relevante está relacionado con si las colectas se hacen de manera sistemática o no; en el primer caso implica un muestreo planeado y que evita del todo o lo más posible que los resultados obtenidos estén afectados por los métodos de muestreo, esto permite hacer comparaciones de distinta índole, obtener información ecológica y etológica más confiable y completa que con los muestreos no sistemáticos. Estos últimos limitan una serie de interpretaciones debido a que dependen de factores como la experiencia del colector, la intensidad del muestreo y principalmente porque suelen ser colectas esporádicas u ocasionales. Es claro que las colectas sistemáticas aportan mayor y mejor información biológica que las no sistemáticas, pero no siempre es posible hacer este tipo de muestreos, no sólo por el esfuerzo humano y económico que implican, sino también porque puede no ser un objetivo el obtener información ecológica de los grupos que se coleccionan, por ejemplo en estudios sistemáticos y biogeográficos.

Se puede concluir que, mientras sea posible, hay que realizar colectas sistemáticas que puedan responder a diferentes objetivos en distintos tiempos, y cuando no sea posible este tipo de muestreo, continuar con la colecta de grupos que estén bajo estudio sistemático y biogeográfico.

En el caso de coleccionar insectos para estudiarlos vivos en cautiverio (en el laboratorio), es necesario conocer lo mejor posible sus ciclos de vida, sus hábitos alimenticios y sus requerimientos ecológicos. Esta información permitirá mantenerlos vivos y alcanzar los objetivos del estudio. En los capítulos siguientes no se hará referencia a este tipo de estudios con insectos.

Métodos para sacrificar a los insectos en el campo

Las formas de sacrificar a los insectos en el campo, en el momento de su colecta, dependen directamente de las técnicas de colecta que se utilicen. Cuando se utilizan trampas con cebos, normalmente éstas cuentan con alcohol etílico al 70% como líquido conservador, el cual mata a los organis-

mos (se puede utilizar alcohol etílico entre el 70% y el 80 %, es menos común el uso de alcohol etílico al 95%, que se recomienda para preservar insectos acuáticos; Steyskal *et al.*, 1986; Contreras-Ramos, 1999). Cuando se usan métodos de colecta directa y varios de colecta indirecta, como la trampa de luz, existen dos posibilidades de sacrificar a los organismos, las cuales están en relación con el tipo de insecto de que se trate.

Los insectos con alas delicadas, del tipo de alas membranosas (avispas, abejas, libélulas, moscas, etc.), tegminas (mantis religiosas, chapulines, insectos palo, etc.) y escamosas (mariposas), son sacrificados utilizando una cámara letal (Figs. 23 y 24), que puede contener cianuro de potasio, acetato de etilo, éter o cloroformo como sustancias tóxicas que provocan la asfixia más o menos rápida en los insectos. El cianuro de potasio es altamente tóxico para el ser humano, no presenta olor perceptible que alerte sobre su efecto y un accidente puede causar problemas de salud y de contaminación ambiental; sin embargo, se prefiere su uso para ciertos grupos de insectos, como abejas, porque los mata más rápido y los mantiene blandos para una adecuada preservación posterior. El acetato de etilo es líquido, con olor claramente perceptible y no es tan tóxico para el ser humano como el cianuro, pero se debe tener cuidado de mantenerlo alejado de los niños y de no emplear cantidades tan grandes que mojen los ejemplares o tan pequeñas que no los maten lo más rápido posible. El cloroformo y el éter también son recomendables porque pueden ser detectados por su olor y porque matan de manera rápida a los organismos sin causarles daño a su color, como puede ocurrir con el cianuro (Dennis, 1979). Se recomienda el uso del acetato de etilo respecto a las otras sustancias, pero la elección dependerá del grupo de insectos que se desee coleccionar y de las posibilidades prácticas para conseguir alguna de ellas.

Una vez muertos los organismos en la cámara letal, se pasan a bolsas de papel glasine, bolsas o sobres de papel albanene o de papel normal (uno por bolsa; Fig. 27). Las bolsitas pueden ser protegidas colocándolas en cajas de cartón o de aluminio. Se recomienda usar una cámara letal para mariposas u ortópteros y otra diferente para el resto de los insectos, ya que las alas de las mariposas se maltratan con mucha facilidad, mientras que los ortópteros pueden regurgitar el alimento o el aparato digestivo como mecanismo de defensa, ensuciando el resto del material.

Un caso específico es con las libélulas y caballitos del diablo (Odonata), ya que muchas especies presentan colores vistosos que se usan en su identificación. Para mantener este color, es necesario inyectar a cada ejemplar coleccionado un poco de acetona comercial en la región del tórax. Además, se recomienda mantener sumergidos los ejemplares en acetona por 24 horas.

Para las mariposas (Lepidoptera) se recomienda desarticuladas las alas antes de colocarlas en la cámara letal, para que no se dañen éstas cuando el organismo esté tratando de volar dentro del frasco, ya que las escamas de las alas se utilizan en la identificación. Para la desarticulación, es necesario tomar la mariposa de las alas con una mano y con otra apretar ligeramente el tórax, a nivel de la inserción alar, con dos dedos. Los ejemplares de este grupo pueden ser sacrificados inyectándoles (con jeringa para insulina) entre el tórax y el abdomen una mezcla de ácido acético glacial (1 ml), formol (2 ml), glicerina (10 ml), agua

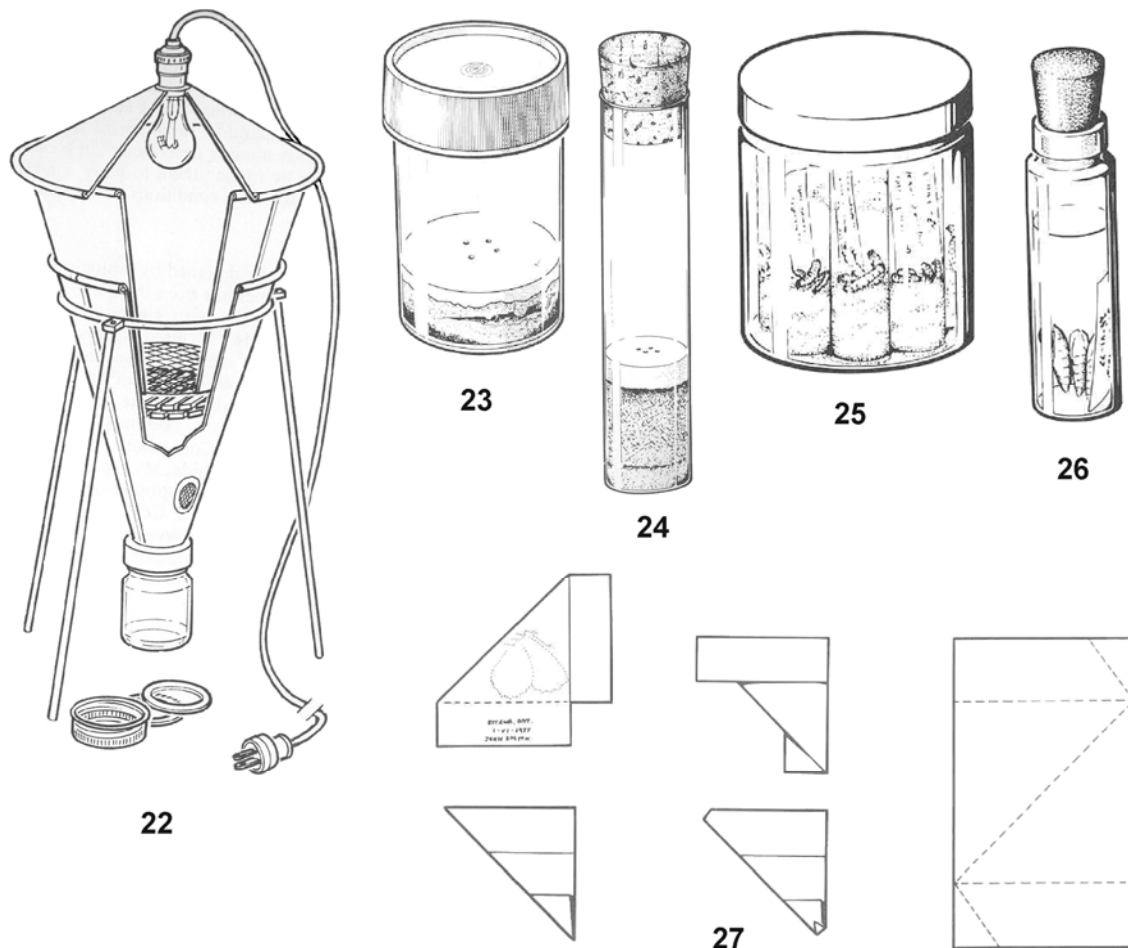


Fig. 22. Embudo de Berlese (tomada de Martín, 1977). **Figs. 23-27.** **22.** Embudo de Berlese (tomada de Martín, 1977); **23.** cámara letal en un frasco de vidrio de boca ancha; **24.** cámara letal en tubo de vidrio con tapa de corcho (tomada de Martín, 1977); **25.** frasco de vidrio saturado con alcohol y con tubos que contienen muestras de insectos (tomada de Martín, 1977); **26.** un tipo de tubo de vidrio (tomada de Martín, 1977); **27.** pasos principales para elaborar sobres hechos con papel normal (tomada de Martín, 1977).

destilada (75 ml) y nipasol sódico (5 ml) (Llorente *et al.*, 1985). Este método no solo sacrifica el ejemplar, sino que mantiene sus colores, por ello puede ser utilizado para cualquier otro grupo de insectos en el que se desee preservar el color.

Otra posibilidad para preservar la coloración de los insectos, principalmente aquella de origen químico, proveniente del alimento o de desechos metabólicos (principalmente el color amarillo, blanco y verde), que puede perderse si se matan con cámara letal o con alcohol, es esperando a que el organismo muera por sí solo (al final de su fase adulta) o retirándole el alimento.

Otro caso particular es con las larvas de megalópteros (Megaloptera), que son acuáticas, a ellas se les inyecta oralmente alcohol ácido (9 partes de alcohol etílico al 80% y una parte de ácido acético glacial) para que conserven su color y flexibilidad, facilitando su manipulación e identificación (Contreras-Ramos, 1999). La mayoría de los estados inmaduros (larvas, ninfas, náyades y pupas) son sacrificadas con alcohol al 70 %.

La forma más utilizada para sacrificar a los insectos de cuerpo duro, cuyas estructuras no son tan blandas o no se usan en la sistemática, es utilizando alcohol al 70 %, que además es el principal conservador en líquido. Se utilizan frascos (Fig. 25) de plástico o de vidrio y de diferentes

tamaños con alcohol al 70 % para coleccionar y sacrificar este tipo de insectos. Se recomienda que las tapas de los frascos sellen lo mejor posible para evitar la pérdida del alcohol, y el uso de frascos de plástico en lugar de los de vidrio, por los posibles accidentes y por su mayor ligereza.

Cuando se trata de insectos de cuerpo duro, pero de tallas grandes y/o de colores metálicos, como escarabajos gema, se recomienda sacrificarlos usando cámara letal, ya que el alcohol al 70 % puede endurecerlos demasiado para el montaje en alfiler o puede opacar los colores metálicos.

Preservación de insectos

La preservación consiste en mantener a los ejemplares coleccionados en las mejores condiciones posibles para su estudio. Los insectos pueden ser preservados en tres formas, en líquido, en preparaciones y en seco. Al igual que con las técnicas de colecta, la elección de cada uno de los métodos de preservación depende de los fines y posibilidades de cada investigación. Los siguientes métodos de preservación están basados en la experiencia personal y en información bibliográfica (Martín, 1977; Dennis, 1974; Llorente *et al.*, 1985; Steyskal *et al.*, 1986; Morón & Terrón, 1988; Borror *et al.*, 1989; Imes, 1992; Merritt *et al.*, 1996; Contreras-Ramos, 1999).

PRESERVACIÓN EN LÍQUIDO

Alcohol etílico: el líquido comúnmente utilizado en la preservación de insectos es el alcohol etílico al 70%, que puede variar entre 70% y 80%; incluso, los insectos acuáticos deben ser inicialmente preservados en alcohol etílico al 95%, ya que sus cuerpos poseen una alta cantidad de agua, posteriormente pueden ser cambiados a alcohol al 75% (Merritt *et al.*, 1996).

Los ejemplares son colocados en frascos de plástico o de vidrio de diferentes capacidades, dependiendo del tamaño y número de éstos. Es frecuente utilizar tubos o viales de vidrio (Figs. 25 y 26) para preservar muestras de un mismo taxón, taxones cercanos, de un mismo sitio o de sustratos particulares; los viales son etiquetados cada uno y se colocan juntos en un frasco mayor que los satura con alcohol, el propio frasco puede ser rotulado para una mejor ubicación de las muestras. Este tipo de preservación requiere la revisión periódica de las muestras para reponer el alcohol que se evapora y para el cambio de alcohol sucio en algunas muestras, 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 (anaqueles o gabinetes entomológicos cerrados). El etiquetado de organismos en alcohol al 70 % puede hacerse con plumones indelebles o con lápiz, también se pueden imprimir etiquetas elaboradas en computadora y obtener copia fotostática de éstas para usarlas sin problema de perder los datos (aunque las impresiones con calidad laser no se pierden con el alcohol).

Actualmente se usa alcohol etílico o isopropílico absoluto para sacrificar y preservar insectos que serán destinados a estudios moleculares, los cuales deben ser conservados en frío para evitar la desnaturalización de las proteínas, cuyas secuencias pueden ser estudiadas (Steyskal *et al.*, 1986).

Líquidos fijadores: existen algunos fijadores de tejidos internos que se usan cuando es necesario conservar esas partes para su estudio. Algunos ejemplos de fijadores son el XA (xilol y alcohol al 95 % en partes iguales), el XAAD (4 partes de xilol, 6 partes de alcohol isopropílico, 5 partes de ácido acético glacial y 4 partes de dioxano) y el KAAD (1 parte de queroseno, 7-9 partes de alcohol al 95 %, una parte de ácido acético glacial y una parte de dioxano). Otros ejemplos son la solución de Hood, que está formada por alcohol etílico al 70-80% (95 ml) y glicerina (5 ml); la solución de Kahle, integrada por alcohol etílico al 95% (30 ml), formaldehído (12 ml), ácido acético glacial (4 ml) y agua (60 ml); y la solución de Bouin, conformada por alcohol etílico al 80% (150 ml), formaldehído (60 ml), ácido acético glacial (15 ml) y ácido piérico (1 g) (Borror *et al.*, 1989; Llorente *et al.*, 1985).

Después de dejar a los organismos, muchos de ellos estados inmaduros, un tiempo en los fijadores (hasta que recuperen el volumen original) se transfieren a alcohol al 70 %, donde pueden preservarse de manera definitiva. Las larvas pueden ser colocadas en agua caliente entre 1 a 5 minutos (dependiendo de su volumen) para fijar sus tejidos, pasándolas posteriormente al alcohol al 70% (Steyskal *et al.*, 1986).

PRESERVACIÓN EN PREPARACIONES

Las preparaciones (Fig. 31) pueden ser permanentes, semi-permanentes o temporales; las primeras son las más comunes. Este tipo de preservación se utiliza principalmente para hexápodos pequeños, que es difícil observarlos usando microscopio estereoscópico (Fig. 28) y se requiere el uso de microscopio compuesto (Fig. 29).

Preparaciones permanentes: la técnica para llevar a cabo estos tipos de preparaciones consiste en hacer una pequeña punción con un alfiler, o con una aguja de disección muy fina, en la región ventral del abdomen del organismo. Posteriormente, colocarlo en un tubo de ensayo agregándole hidróxido de potasio al 10% para aclararlo; se calienta poco a poco para evitar una reacción fuerte o que se aclare demasiado; se revisa al microscopio estereoscópico o compuesto hasta haber obtenido sólo el exoesqueleto del insecto. Ya obtenido el exoesqueleto, se puede teñir con colorante, como la violeta de genciana, por cinco minutos; en caso de que el organismo sea de color muy oscuro, tal vez no es necesario teñirlo. Posteriormente se deshidrata con alcoholes graduales al 30°, 50°, 60°, 70° y alcohol absoluto. El tiempo que debe permanecer el organismo en cada alcohol es de un minuto, escurriendo el exceso entre cada cambio. Se transparenta con *xilol* para eliminar lo opaco provocado por el alcohol, se monta con resina sintética en un portaobjetos y se cubre con el cubreobjetos. El exceso de resina se puede eliminar con *xilol*, se deja secar, para posteriormente etiquetarlo (Aguilar-Morales *et al.*, 1996; Gaviño *et al.*, 1977).

Preparaciones semipermanentes: es frecuente que se requiera una observación detallada de estructuras específicas de un organismo, como las antenas, las patas, las alas, el aparato bucal y principalmente los genitales. Es en estos casos cuando las preparaciones temporales o semipermanentes son útiles. Esta técnica consiste en colocar la estructura de interés sobre un portaobjetos, primero tiene que ser hidratada con agua, después se le puede colocar lugol o gelatina glicerizada, posteriormente agregarle algún colorante, como azul de metileno, azul de lactofenol o safrina acuosa al 1%. Cuando se utiliza gelatina glicerizada es frecuente que se formen burbujas en la preparación, éstas se pueden eliminar con vapor de agua caliente, y el exceso de glicerina con un lienzo húmedo con agua (Aguilar-Morales *et al.*, 1996; Gaviño *et al.*, 1977).

Preparaciones temporales: otra estrategia más sencilla es disecar la estructura que se desea observar, colocarla en un portaobjetos excavado, saturarla con glicerina, colocarle un cubreobjetos y observarlo al microscopio compuesto. Después de esto se puede pasar a una cápsula o microvial de plástico con glicerina y colocarlo en el mismo alfiler donde está el ejemplar al que pertenece la estructura (Fig. 37). Si las estructuras que se desea observar requieren de un proceso de aclaración, como los genitales, se pueden incluir en una solución de agua con hidróxido de potasio (potasa) al 10 %, hasta que se aclare al nivel deseado. Si se desea acelerar el proceso de aclaración, se puede calentar la potasa que contiene las estructuras mediante baño maría o incluyéndola en agua caliente, teniendo cuidado de no sobrecalentarla.



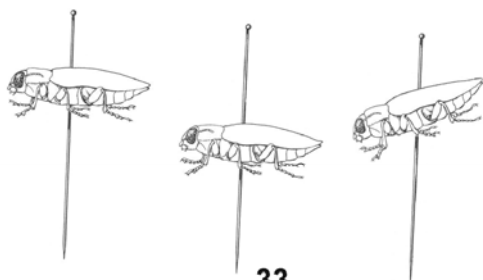
28



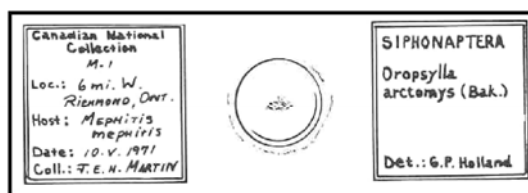
29



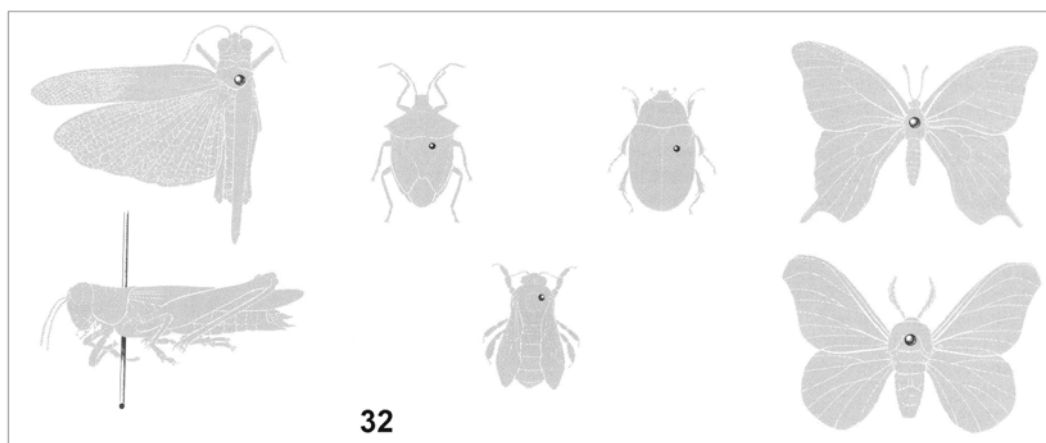
30



33



31



32

Figs. 28-33. 28. microscopio estereoscópico; 29. microscopio compuesto; 30. gabinete mostrando las cajas entomológicas (tomada de Imes, 1992); 31. ejemplo de una preparación permanente (tomada de Martin, 1977); 32. sitio específico del cuerpo de distintos insectos donde se coloca el alfiler entomológico dependiendo de su anchura (tomados de Steyskal *et al.*, 1986); 33. vista lateral de insectos montados en alfiler a una altura correcta (izquierda), debajo de la altura correcta (centro) y a la altura correcta, pero no horizontal (derecha, tomados de Steyskal *et al.*, 1986).

PRESERVACIÓN EN SECO

Preservación temporal: este método de preservación puede ser de transición mientras se están montando los ejemplares en alfiler (Steyskal *et al.*, 1986). Incluye la preservación de organismos en bolsas o sobres de papel glasine, albanene o normal, o en frascos. No es un método común ni recomendado porque no cumple con la función de facilitar la observación y el estudio de los insectos. Sin embargo, pueden funcionar por algunos meses o años, dependiendo de las condiciones del lugar y del cuidado brindado. La preservación de insectos en bolsas, sobres o frascos está muy relacionada con la forma en que éstos se sacrificaron, que debió haber sido utilizando cámara letal. Cuando los insectos se preservan de esta forma, es recomendable acompañarlos de papel absorbente o de aserrín rociado con acetato de etilo y

sellado firmemente. El acetato de etilo repele eficientemente a los derméstidos (escarabajos pequeños cuyas larvas se comen por dentro a los insectos de las colecciones) y posiblemente también a los hongos; además los mantiene blandos y listos para el montaje en alfiler si es necesario, pero se evapora en poco tiempo. Aquellos organismos que son preservados en bolsas o frascos sin papel absorbente, aserrín, ni acetato de etilo, se endurecen y pueden ser atacados por plagas.

Montaje en alfileres entomológicos

Montaje directo: esta es la técnica de preservación más conocida y utilizada en insectos. Consiste en pinchar el ejemplar con un alfiler en la región del tórax. Para insectos de cuerpo delgado, por ejemplo insectos palo, dípteros,

mantis, entre otros, el alfiler debe quedar vertical en el centro del tórax, y debe salir ventralmente entre el segundo y tercer par de patas (Fig. 32). En los insectos de cuerpo ancho o robusto, el alfiler debe quedar vertical en el lado derecho del tórax, saliendo también entre el segundo y tercer par de patas (Fig. 32).

La ubicación del alfiler señalada con anterioridad (sitios donde los insectos son más resistentes y por ello menos dañados), así como la altura a la que debe quedar el ejemplar (a una distancia de la cabeza del alfiler donde pueda ser tomado con los dedos sin tocar el organismo y arriba de la mitad de la longitud del alfiler, Fig. 33) y las etiquetas (un poco abajo del ejemplar) (Figs. 38 y 39), se han estandarizado a nivel internacional. Los alfileres entomológicos (Fig. 9b) difieren de los de costura en ser más largos y hechos de acero inoxidable; el grosor es variable y éste se reconoce con el número de cada tipo de alfiler entomológico, los más delgados son del número doble cero, los más comunes para ejemplares medianos y grandes son del número tres, y existen alfileres entomológicos del número siete que se utilizan para ejemplares excepcionalmente grandes (Borror *et al.*, 1989).

Una vez seleccionados los ejemplares que serán montados, el primer paso recomendable es disecar uno o más ejemplares machos para acceder al genital masculino (o edeago) cuando sea necesario (muy común para la identificación a nivel de especie); para esto se utilizan una o dos pinzas entomológicas finas, dependiendo del tamaño del organismo y de la habilidad que se tenga, en ejemplares grandes se sostienen con un dedo y se introduce la punta de la pinza en el poro genital para tomar y jalar el genital, en ejemplares pequeños el cuerpo se sostiene con unas pinzas y con las segundas se jala el genital; esta labor se hace bajo un microscopio estereoscópico. El genital puede ser aclarado con hidróxido de potasio diluido colocándolo por varios días en la solución, la aclaración de la estructura facilita su observación y esquematización cuando se observa al microscopio. Posteriormente se puede colocar en microviales de plástico (Fig. 37) especiales, previamente llenados con glicerina que evita la desecación de la estructura; el microvial con la estructura incluida en él se coloca debajo del ejemplar al que corresponde. La disección en “fresco” para obtener el genital masculino evita la necesidad de aplicar otra técnica especial con este fin cuando ya están montados, ésta es más difícil y puede dañar los ejemplares.

El segundo paso es limpiar los ejemplares con un pincel fino y alcohol al 70 %, esto evitará que se pierda la nitidez de las estructuras al observarlos con el microscopio.

Como tercer paso, después de unos minutos para secar el alcohol (se pueden colocar el papel absorbente), se procede a colocar el alfiler entomológico (Fig. 32). Para mayor facilidad se puede utilizar una estructura o “montador” (Fig. 36) elaborado con hojas enrolladas compactas y en forma circular que cuenta con una altura estándar y permite que todos los ejemplares queden a la misma altura en el alfiler, las hojas de papel de las que está formado facilitan la entrada y salida del alfiler. Se pueden elaborar montadores de diferentes materiales, como unicel, corcho o las hojas de un directorio telefónico, lo importante es la altura deseada y que facilite el montaje; de la misma manera se pueden elaborar montadores a una menor altura para colocar las etiquetas a un nivel estándar en cada ejemplar. Una vez colo-

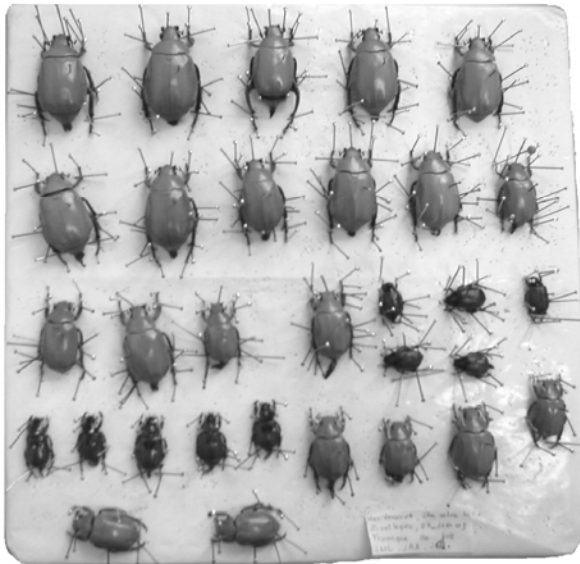
cado el ejemplar en el montador, se introduce el alfiler en el sitio preciso y completamente vertical, de tal manera que el cuerpo del ejemplar y el alfiler formen un ángulo de 90 grados (Fig. 33).

El cuarto paso consiste en levantar el ejemplar del montador y colocarlo en una placa de unicel (Fig. 34), forrada en su superficie con papel bond para que ésta sea lisa y protegerla del escurrimiento del alcohol. El ejemplar se asienta horizontalmente en la placa y se procede a acomodar los apéndices sujetándolos (sin perforarlos) con alfileres entomológicos o de costura en las posiciones siguientes: el primer par de patas se dirige hacia adelante, el segundo y tercero hacia atrás, los tres pares en una posición natural y paralela al cuerpo, las mandíbulas pueden abrirse o dejarse cerradas (en muchos grupos son útiles para la sistemática), si las antenas son cortas, pueden ubicarse hacia 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. La duración en estas circunstancias puede ser de una semana o más, hasta que el cuerpo del insecto se seque y sus estructuras queden firmes. Se debe tener cuidado de etiquetar cada ejemplar o la serie de ejemplares montados en la placa y de guardar ésta en un sitio protegido.

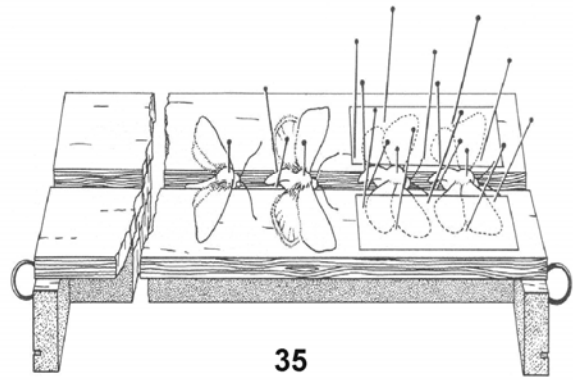
En algunos grupos de insectos, como himenópteros, dípteros, neurópteros y otros más, es necesario montarlos con las alas extendidas y sin que se traslapen la anteriores con las posteriores (la excepción son los dípteros porque poseen un solo par de alas), ya que la forma y las venas de éstas se utilizan para la identificación taxonómica. Para sujetar las alas en la posición adecuada se usan tiras de papel, que se colocan encima de éstas pinchadas con un alfiler en cada extremo (Fig. 35). Las mariposas se montan como en la explicación anterior, usando comúnmente un restirador (Fig. 35), en cuya ranura se ubica el cuerpo del insecto y en las tablas laterales se extienden las alas. El uso del restirador puede ser también para montar otros insectos con alas largas.

En un quinto paso se procede a quitar los alfileres que sujetan los apéndices de los insectos montados en la placa, previa verificación de que están secos, que es cuando al quitar los alfileres no se muevan los apéndices. Es recomendable tener cuidado al quitar los alfileres, sacándolos en el mismo sentido en que fueron colocados, para evitar la ruptura de estructuras.

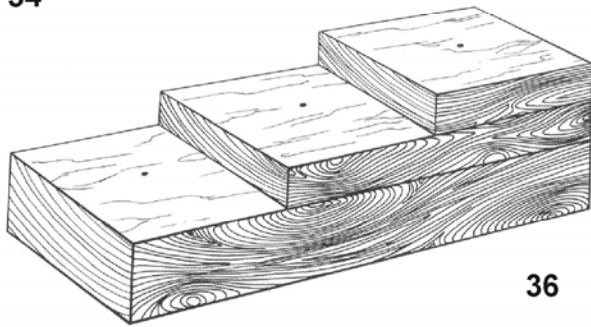
Un sexto paso corresponde al etiquetado (Figs. 38 y 39), que es un proceso muy importante, ya que incluye información valiosa de los organismos (discutida más abajo) y es ésta la que nos permite elaborar estudios. Cada ejemplar montado debe contar con su etiqueta (en ocasiones dos), que debe ser lo más pequeña posible, para que no dificulte la observación ni el arreglo posterior del organismo. Se recomienda utilizar un “montador” similar al que se usa para pinchar los organismos, pero de un nivel más bajo, esto otorgará un nivel homogéneo de las etiquetas en todos los insectos. Es muy útil elaborar las etiquetas con ayuda de la computadora, ya que permite usar letra pequeña (4 o 5 puntos) que se ve claramente, así como imprimirlas con calidad laser para reducir los riesgos de daño por humedad. Se utiliza papel más grueso y de mejor calidad que el tipo bond, por ejemplo, opalina o similares.



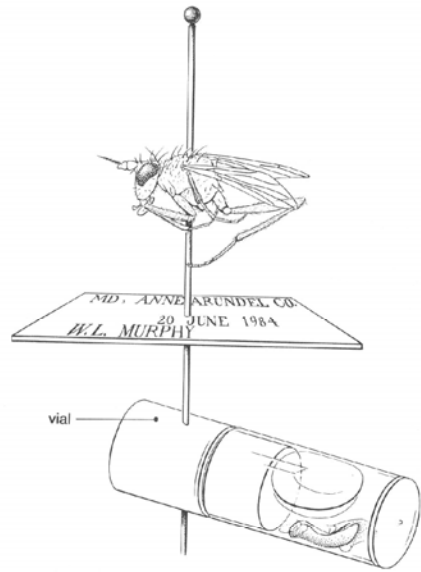
34



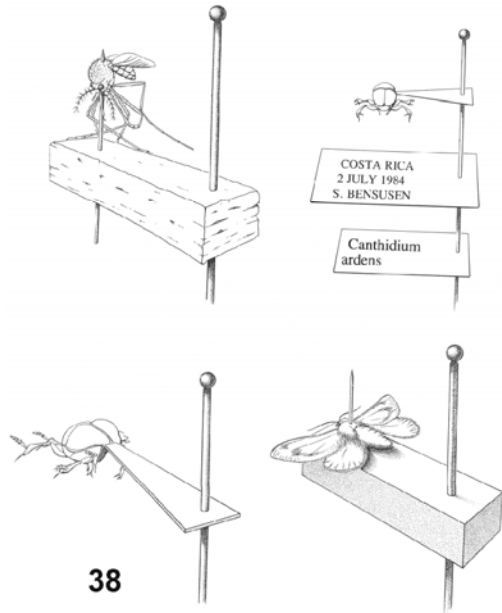
35



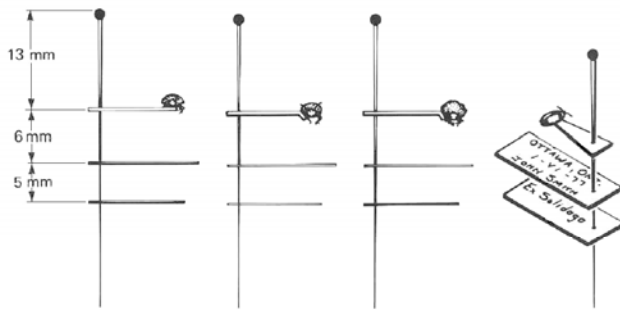
36



37



38



39

Figs. 34-39. 34. placa de unicel con coleópteros montados en proceso de secado; 35. esquema de un restirador (tomada de Steyskal *et al.*, 1986); 36. tipo de montador a base de corcho con tres niveles (tomada de Imes, 1992); 37. insecto montado en alfiler con un microvial de plástico que contiene su genital masculino (tomada de Steyskal *et al.*, 1986); 38. montaje de ejemplares pegados en triángulos de cartoncillo mostrando la altura de las etiquetas y del organismo (tomada de Martin, 1977); 39. montaje de ejemplares en microalfileres y en triángulo de cartoncillo, en uno de los esquemas se aprecian los datos de las etiquetas (tomada de Steyskal *et al.*, 1986).

La fase final de esta técnica, pero no del estudio de los insectos, es el arreglo sistemático de los ejemplares en cajas entomológicas (Fig. 30) y éstas dentro de gabinetes entomológicos. Un arreglo sistemático consiste en acomodarlos con base en propuestas filogenéticas del grupo de insecto de que se trate, iniciando con categorías taxonómicas mayores y continuando hasta el nivel más fino posible, que es el de especie. Esta es una fase difícil por el grado de complejidad que representa la sistemática de los insectos y es una labor atribuible a los “curadores” de colecciones, quienes son especialistas en los grupos.

Es importante brindar el cuidado necesario a los ejemplares previamente montados en cajas y gabinetes entomológicos porque reducen en gran medida el daño que puedan sufrir por accidentes, por dermestidos, por pececitos de plata (*Zygentoma*) y por hongos. Para estos fines, es muy útil colocar una o dos bolitas de naftalina dentro de cada caja entomológica, bien fijadas para que no destruyan los insectos con el movimiento, el paradicloro benceno también es muy eficiente en la protección de los insectos montados, pero este tipo de sustancias pueden ser cancerígenas, por lo que su uso en exceso resultará dañino. Otras alternativas son rociar con insecticida comercial los anaqueles entomológicos de manera periódica (cada mes o cada dos meses) o colocar pastillas para baño dentro de ellos (que contienen paradicloro benceno). En regiones con clima templado o frío, es suficiente con mantener las cajas y anaqueles entomológicos cerrados herméticamente para evitar el daño de los organismos; en sitios cálido-húmedos se requiere una mayor protección. Es ideal si los gabinetes entomológicos se resguardan en sitios donde se pueda controlar la temperatura y humedad ambientales, así como que cuenten con sistema de alarma contra incendios. Todo esto en su conjunto, más una hemeroteca especializada, constituyen una colección entomológica (Fig. 40) formal.

Montajes especiales: una forma de montar ejemplares pequeños, que no pueden ser atravesados por los alfileres, es pegándolos en la punta de un triángulo de cartoncillo (Figs. 38 y 39). Se procede de la misma manera que con el montaje directo, incluso puede ser necesario acomodar los apéndices y el organismo completo bajo microscopio estereoscópico; una vez listo, se coloca el triángulo de cartoncillo con la punta hacia fuera y la parte ancha pinchada por el alfiler, debe quedar a la misma altura que en montaje directo, la punta fina del triángulo se puede doblar ligeramente hacia abajo y en este sitio se coloca una pequeña gota de goma entomológica, barniz para uñas o pegamento transparente, el ejemplar puede ser levantado con una pinza entomológica y colocado en su costado derecho, entre el segundo y tercer par de patas, o se puede colocar con el lado derecho hacia arriba y llevar a su costado la punta de la laminilla. Se debe cuidar la cantidad de pegamento a usar, ya que si es demasiado ocultará varias estructuras del ejemplar y si es muy poco éste se despegará con facilidad. Una vez pegado el organismo, no es recomendable asentarlo en la placa de unicel porque los residuos del pegamento también lo adhieren a la placa y cuando se desee levantar se despegará del triángulo, así que es suficiente dejarlo varios minutos sin moverse para que seque el pegamento y después ya puede ser etiquetado y arreglado. Una modalidad del método anterior es usar dos triángulos de cartoncillo atrave-

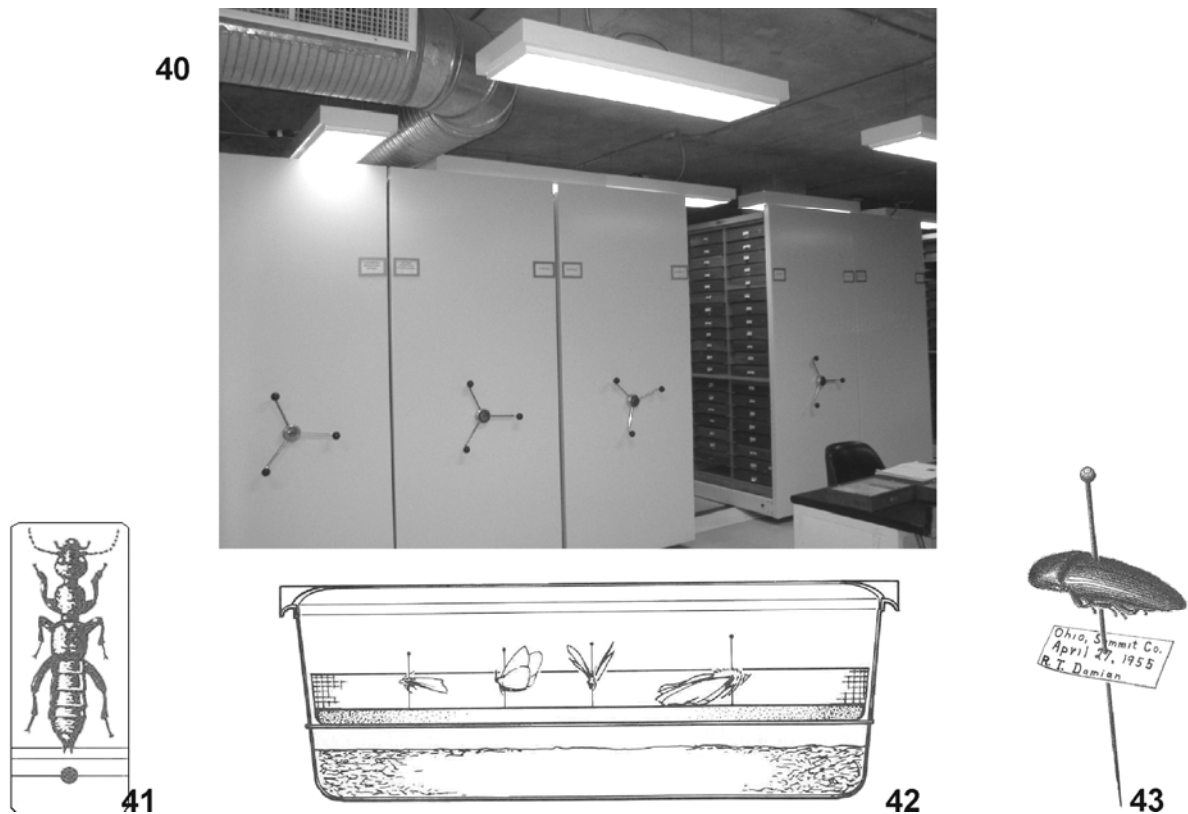
sados por un solo alfiler, dirigiendo la punta de cada cartoncillo a distintas partes del insecto largo, lo que le dará una mejor estabilidad (Borror *et al.*, 1989).

En la técnica anterior se utiliza normalmente triángulos de cartoncillo para pegar a los organismos, sin embargo, se pueden utilizar triángulos de acetato, que es plástico relativamente duro y transparente, cuya ventaja es que los organismos pueden ser observados con menor dificultad por la relativa transparencia. El tipo de pegamento y la alternativa de usar acetato en lugar de cartoncillo dependen de las condiciones climáticas donde permanecerán los ejemplares, ya que en lugares calurosos es más fácil que se despeguen los organismos respecto a sitios más frescos.

En algunos casos especiales los ejemplares se montan completamente arriba de una placa rectangular de cartoncillo (Fig. 41), en lugar de ser en forma triangular; esto se puede hacer, por ejemplo, para el montaje de tipos (ejemplares importantes porque en ellos se basan las descripciones originales de las especies), ya que de esta forma el ejemplar queda más protegido de rupturas; sin embargo, dificulta completamente la observación de la parte ventral y dificulta ver las estructuras laterales. También pueden ser utilizados rectángulos de acetato, aunque son poco transparentes, no permiten una buena observación de la parte ventral, por ello puede no ser adecuado el montaje de ejemplares completamente encima de placas, aunque se trate de tipos que requieran de un cuidado especial.

Otro caso especial es el montaje de algunos insectos en el campo, que se da principalmente para el grupo de abejas y avispas (Hymenoptera). Los especialistas en estos grupos montan los organismos que colectaron durante un día o unas horas, poco después de la captura, ya que es cuando se facilita abstraer completamente la “lengua” (parte especializada del aparato bucal), abrir las mandíbulas y extraer el genital masculino. En estos casos se debe llevar al campo todo lo necesario para el montaje de ejemplares, así como una caja entomológica para protegerlos.

Ablandamiento de ejemplares secos y limpieza de organismos previamente montados: cuando es necesario montar ejemplares que están preservados en bolsas de papel glasé o en frascos sin líquidos (están secos), se debe usar una cámara húmeda (Fig. 42), ya que sin el proceso de hidratación de los ejemplares, éstos son completamente quebradizos y no se conseguirá un montaje adecuado (Borror *et al.*, 1989). La cámara húmeda se puede elaborar con un recipiente plano y largo, como los “topers” grandes, con tapa que cierre firmemente, a éste se le agrega una cama de piedrillas para peceras, arena, algodón o papel absorbente, mezclada con cristales de fenol (la cantidad dependerá del tamaño del recipiente). A esta mezcla se le satura con agua de llave (hasta que no escurra más agua al ladear el recipiente). La función del agua es hidratar a los organismos y será retenida por las piedrillas, los cristales de fenol evitan la proliferación de hongos encima de los insectos. Una vez lista la cámara, se coloca una malla de plástico o de un material similar para que los insectos no estén en contacto directo con el sustrato, incluso pueden servir algunas hojas de papel, sobre ellas se colocan los insectos (con sus datos de colecta o clave) y se cierra lo mejor posible el recipiente. Después de varios días (casi una semana) los insectos estarán rehidratados y blandos, listos para el montaje.



Figs. 40-43. 40. Panorámica de la Colección Nacional de Insectos, Instituto de Biología, UNAM; 41. ejemplar montado sobre una placa rectangular de cartoncillo (tomada de Martin, 1977); 42. cámara húmeda (tomada de Martin, 1977); 43. insecto montado con los apéndices encogidos (tomada de White, 1983).

Otra posibilidad de ablandar insectos secos es colocarlos por unos minutos en agua caliente, ya sea de manera directa o sólo con el vapor del agua. Además existen algunos fluidos de relajación que se aplican a los insectos secos también por unos minutos. Uno de ellos es el de Barber, constituido por alcohol etílico al 95% (50 ml), agua (50 ml), acetato de etilo (20 ml) y benceno (7 ml) (Borror *et al.*, 1989). Otro es el amoniaco o nitrato de amonio diluido aproximadamente al 10 %.

Es común que los ejemplares montados se ensucien por el tiempo que han permanecido preservados, dificultando su observación cuando se estudian. En estos casos se requiere limpiarlos con ayuda de un pincel fino mojado en agua o alcohol con un poco de jabón, también se utiliza éter, cloroformo o acetona que pueden remover hasta la grasa (Borror *et al.*, 1989).

Muchos insectos ya montados y depositados en colecciones científicas no cuentan con un arreglo simétrico de sus apéndices ni con el genital masculino expuesto; por el contrario, están montados con los apéndices encogidos (Fig. 43). Esta estrategia de montaje es utilizada porque reduce el espacio que ocupan los ejemplares y los riesgos de ruptura de los apéndices; sin embargo, dificultan enormemente la observación y por lo tanto el estudio de los ejemplares. Considerando que el objetivo más importante del montaje es facilitar la observación, es relevante montar lo mejor posible a los insectos.

Datos de colecta: su importancia y utilidad

Los ejemplares de insectos depositados en colecciones científicas deben incluir una serie de datos mínimos que permitan la elaboración de diversos tipos de estudios, desde listas taxonómicas hasta revisiones sistemáticas y estudios biogeográficos. Estos datos son: localidad de colecta, coordenadas geográficas del sitio de colecta, altitud, tipo de vegetación, sustrato donde se colectó el ejemplar o método de colecta utilizado, fecha de colecta y nombre del o los colectores (Fig. 39). Hay otros datos de colecta complementarios que se deben anotar para grupos específicos, pero los anteriores pueden considerarse los más importantes.

Es en el campo donde se deben tomar todos estos datos, para lo cual es muy útil la libreta de campo. La colecta de insectos debe llevarse a cabo teniendo cuidado de tomar todos los datos de campo y de separar en diferentes frascos o bolsas de papel glasé, los insectos colectados en cada sustrato y en cada localidad, sin mezclar ejemplares colectados en diferentes sitios, con diferentes métodos, de fechas o localidades diferentes. Al final de cada sesión de colecta, es necesario hacer un esfuerzo por anexar a cada frasco o a cada bolsa, una etiqueta temporal con los datos más importantes, o al menos un número que relacione la muestra con su información en la libreta de campo. Se debe recordar siempre hacer las etiquetas con lápiz o plumón indeleble para evitar que se borren los datos. Si solo se

anota una clave de colecta en cada muestra, se debe recordar siempre hacer la etiqueta con todos los datos lo antes posible, ya que la libreta de campo se puede perder o dañar, o incluso nos puede pasar algún accidente grave que nos impida que otras personas usen los datos de colecta.

Los datos de localidad deben ser arreglados en orden jerárquico, iniciando con el país, estado, municipio, poblado o algún otro dato como kilometraje. Es recomendable tomar las coordenadas geográficas con un aparato de geoposición (gps) o mediante cartas topográficas. La altitud puede ser tomada con un altímetro más que con un aparato gps, pues este último es más afectado por los cambios de presión atmosférica. El tipo de vegetación se puede basar en alguna de las clasificaciones existentes para México, por ejemplo la de Rzedowski (1978). El sustrato es el sitio o recurso de la naturaleza donde fue colectado el organismo; también puede indicarse que se usó algún tipo de trampa o método particular. La fecha de colecta debe incluir el año completo, ya que existen ejemplares del siglo XIX (o antes), XX y XXI con los que se pueden confundir, se recomienda usar números romanos o letras para indicar los meses y evitar que se confundan con los días. El nombre del colector se escribe con la inicial del nombre propio seguido de su apellido paterno y la abreviación "col." (Márquez & Asiain, 2000).

Los ejemplares más útiles en una colección son aquellos con identificación a nivel de especie, de éstos, los ejemplares tipo son los más valiosos. Debajo de la etiqueta de datos de colecta se incluye una o más etiquetas de identificación (cuando se han identificado por diferentes personas), que incluyen el nombre de la especie, el autor y año de su descripción, la inicial del nombre personal seguida del apellido de la persona que realizó la identificación, el año en que se realizó la identificación y la abreviación "det.", que significa "determinó", palabra que se utiliza comúnmente como análoga a la de "identificó", aunque no todos los especialistas en insectos las consideran análogas.

Los datos de localidad son esenciales para conocer la distribución geográfica de los taxones, información básica para estudios biogeográficos; también pueden apoyar estudios ecológicos y de conservación. Los datos de altitud y vegetación nos informan sobre los requerimientos ecológicos de los organismos y el tipo de comunidades que integran. El sustrato o método de colecta aporta información sobre los hábitos alimentarios y sitios que pueden frecuentar los organismos; éstos a su vez, pueden darnos idea del papel ecológico que desempeñan los organismos en la naturaleza. La fecha puede utilizarse para conocer la ocurrencia de los organismos a través del tiempo. El nombre del colector es útil para solicitar notas de campo o su reconocimiento como colaborador.

De la información que puede ser obtenida a partir de las etiquetas de los insectos se destaca la taxonómica, en especial la identidad de las especies o de otras categorías. Todo tipo de estudios deben especificar sobre qué entidad taxonómica están haciendo referencia, los estudios en sistemática parten de la identificación de las especies de un grupo de interés, teniendo como principales objetivos proponer un arreglo taxonómico que refleje la filogenia de ese grupo y facilitar el reconocimiento de sus integrantes (Llorente, 1990).

Los estudios biogeográficos parten de conocer la distribución de distintos taxones, ésta se puede obtener de la

literatura y directamente de las etiquetas de ejemplares. La información bibliográfica, a su vez, fue obtenida inicialmente directamente de las etiquetas de ejemplares.

Importancia de las colecciones entomológicas

Las colecciones científicas representan la materia prima para la generación del conocimiento biológico en los diferentes ámbitos, forman parte del patrimonio cultural de la humanidad, constituyen el germoplasma de la vida, representan la memoria de la naturaleza y nuestra biodiversidad; por lo que preservarlas de manera adecuada y fomentar su desarrollo es de gran importancia (Márquez & Asiain, 2000).

Independientemente de la rama de la biología que se trate, la unidad de estudio de los biólogos es el organismo, y los organismos deben ser asignados a una especie, de lo contrario, todo el conocimiento que de ellos se genere quedará ambiguo. Para asignar los organismos a la especie a la que pertenecen es necesario su identificación taxonómica y ésta se basa siempre en información que se obtuvo directamente de organismos depositados en una o varias colecciones (Barrera, 1974).

BREVE RESEÑA HISTÓRICA DE LAS COLECCIONES MEXICANAS

Michán y Llorente (2002) detallan la historia de la entomología en México, que involucra de manera directa las colecciones entomológicas; aquí se señalan solo aspectos generales.

A pesar de que las colecciones son muy importantes, en México existe una enorme e histórica problemática sobre colecciones científicas (Barrera, 1974; Reyes-Castillo & Brailovsky, 1981; Michán & Llorente, 2002). La entomología en México, así como otras ciencias, ha estado influenciada por los eventos históricos de nuestro país y no ha sido sino hasta mediados del siglo XX que se ha desarrollado de manera más adecuada (Sarukhán, 1992). Durante la colonia española, los naturalistas españoles y criollos se dedicaron a recopilar el conocimiento biológico que tenían nuestros antepasados (y en algunos casos se sigue teniendo), principalmente aquel conocimiento útil o perjudicial para los conquistadores.

Poco después de nuestra independencia se creó el primer Museo Nacional de Historia Natural con un número muy escaso de ejemplares de insectos; durante este periodo de inestabilidad política tampoco hubo un impulso por el estudio entomológico. Destaca la llegada a México del naturalista francés Eugenio Dugés, quien fue un precursor de la entomología en México (Zaragoza, 1999), generó un número considerable de artículos sobre coleópteros mexicanos y formó una de las colecciones más importantes sobre coleópteros de México, principalmente del Bajío y Michoacán. Tuvo la intención de publicar la "Coleopterografía de México", pero desafortunadamente murió antes de lograrlo. Su trabajo inédito está actualmente en resguardo del Instituto de Biología, UNAM, junto con los ejemplares que se lograron rescatar de su colección particular, ya que muchos de ellos se perdieron.

Unos años después de la Revolución Mexicana se creó la Dirección General de Estudios Biológicos y en 1932, con

la autonomía universitaria, se transformó en el Instituto de Biología, UNAM, que por su historia es la colección entomológica más importante del país y actualmente la Colección Nacional de Insectos.

La Escuela Nacional de Ciencias Biológicas del Instituto Politécnico Nacional también cuenta con una historia entomológica importante, con el impulso de estudiosos como Gonzalo Halffter.

Otra Institución importante por su colección entomológica es el Museo de Historia Natural de la Ciudad de México, creado en 1962 por Alfredo Barrera. Esta institución debió su desarrollo en el área entomológica, además del impulso de Barrera, a la contratación de entomólogos como Gonzalo Halffter, Pedro Reyes-Castillo y Miguel Ángel Morón, quienes son actualmente personalidades importantes en sus áreas y que trabajaron en conjunto Museo de Historia Natural - Instituto de Ecología, A. C.; así como a la compra de colecciones privadas, como la de mariposas Müller.

En los años ochenta se separó el Instituto de Ecología para cambiar su sede a Xalapa, Veracruz, y con ello también su colección entomológica. Este Instituto es actualmente quien posee las colecciones más importantes sobre coleópteros Scarabaeoidea de México, en su mayoría pertenecientes a colecciones particulares de los mismos investigadores que ahí laboran.

A mediados del siglo XX se presentó un impulso general en el estudio de los insectos y la formación de colecciones debido a la llegada de intelectuales españoles, tales como Cándido Bolívar, Arturo Bonet, Dionisio Peláez, Federico Islas, etc. Así que se incrementó el número de instituciones que cuentan con colecciones entomológicas, ya no sólo la UNAM, el IPN y el MHN.

PROBLEMÁTICA EN MÉXICO

La problemática de las colecciones entomológicas ha existido desde sus orígenes, pero desde que un grupo de entomólogos fundó la Sociedad Mexicana de Entomología en 1952, se ha incrementado la preocupación por el establecimiento, mantenimiento y desarrollo de las colecciones que son básicas para la formación de recursos humanos. En los años sesenta ya hubo esfuerzos por hacer propuestas para su solución. Barrera (1974) señala que en México se ha tenido la mala costumbre de copiar las “modas”, que son dictadas por los países desarrollados. Por ejemplo, en las ciencias biológicas se ha considerado a la taxonomía como un área obsoleta, y a la fisiología, cuando se impulsó la bioquímica y se transformó en biología molecular. Sin embargo, en los países desarrollados la sistemática se ha desarrollado de manera adecuada y cuenta con bases sólidas para su propio desarrollo y para el de otras disciplinas, pero en otros países como México, éste no es el caso.

Se tiene una alta dependencia de las colecciones y taxónomos del extranjero para la identificación de una proporción importante de nuestros grupos de insectos, debido a que las colecciones del extranjero cuentan con un número de ejemplares y de especies mexicanas mucho mayor que la mayoría de las colecciones nacionales, y los taxónomos extranjeros estudian mayor variedad de grupos en comparación con los pocos grupos estudiados por taxónomos nacionales; además cuentan con una literatura más extensa y

difícil de conseguir en México, poseen la mayor cantidad de ejemplares tipo que son de enorme importancia en la identificación taxonómica, y reciben un mayor apoyo económico y humano que las colecciones nacionales.

A nivel nacional, existe un cúmulo de problemas burocráticos y de otra índole en el funcionamiento de las colecciones. Los permisos de colecta, exportación e importación de ejemplares son un freno en la dinámica de las colecciones. Los espacios con que cuentan son reducidos y no en todas las instituciones existen compromisos serios para el cuidado de lo ya existente, ni para fomentar su desarrollo. Son pocas las colecciones que cuentan con condiciones ambientales controladas y sistema contra incendios, que poseen bases de datos y catálogos de sus ejemplares, que están respaldadas por una hemeroteca importante, que generan publicaciones, y que cuentan con personal técnico capacitado para su mantenimiento. El número de taxónomos es muy reducido y, aunque exista el interés de iniciar el estudio de otros grupos de insectos (así como su colección), no existen plazas laborales para que los interesados se puedan desarrollar plenamente. La interacción entre las distintas colecciones es reducida.

Lomeli (1994) presenta una lista de las principales publicaciones o resúmenes de eventos que han abordado la problemática de las colecciones entomológicas nacionales, que son las siguientes:

1. “Mesa Redonda sobre Colectas y Colecciones Científicas” (1973). Se plantea de forma general la situación de las colecciones científicas en México.
2. “Reunión sobre Museos, Colecciones Científicas y Conservación del Germoplasma” (1980). Encuentro realizado por el Consejo Internacional de Museos, en el que se examina la problemática de las colecciones científicas en los países en desarrollo.
3. “Mesa Redonda sobre Colecciones Entomológicas” (1981). Además de discutir la problemática de las colecciones, se dan a conocer los recursos humanos con los que se cuenta y se propone un plan de acción para el futuro de las colecciones.
4. “Taller de Colecciones Forestales” (1982). Se expone una historia de las colecciones participantes, así como su situación actual a manera de cuadros comparativos; además proporcionan un resumen de los recursos disponibles, una lista de bibliografía y un directorio de taxónomos.
5. “Primer Taller de Colecciones de Insectos y Ácaros de Importancia Agrícola y Forestal” (1986). Con base en una encuesta realizada a 11 instituciones; se da un resumen del estado que guardan dichas colecciones.
6. “Segundo Taller de Colecciones de Insectos y Ácaros de Importancia Agrícola y Forestal” (1990). Se presenta en extenso las 10 conferencias de especialistas en referencia al grupo que trabajan.
7. “Memoria sobre el Primer Simposio sobre Colecciones Entomológicas” (1991). Contiene la información general de 24 colecciones entomológicas.
8. “Primera Muestra Nacional de Colecciones de Insectos y Ácaros” (1992). Se exponen algunas de las características de 25 colecciones, tanto particulares como institucionales

que participaron en la muestra, la información se encuentra recopilada en los resúmenes del XXVIII Congreso Nacional de Entomología.

9. “Segunda Muestra Nacional de Colecciones de Insectos y Ácaros” (1993). Las colecciones que participan en el evento dan a conocer, por medio de resúmenes, el estado actual que presentan sus colecciones y los objetivos que persiguen.

10. “Red Nacional de Colecciones Entomológicas” (1993). Se recopilan datos de 36 colecciones entomológicas y acarológicas sobre su infraestructura humana y física.

Se puede adicionar a los eventos anteriores la formación del “Grupo de Colecciones Entomológicas y Acarológicas” (1993), la Tercera, Cuarta y Quinta Muestra Nacional de Colecciones de Insectos y Ácaros (1994 a 1996), así como la edición del folleto informativo “*Curador entomológico y acarológico*” (1994). Estos han sido los principales esfuerzos respecto a colecciones entomológicas nacionales, todos ellos relacionados con la Sociedad Mexicana de Entomología y en los años recientes apoyados económicamente por instituciones como CONABIO y CONACyT. Sin embargo, después de 1996 se han interrumpido las actividades que se habían desarrollado, probablemente debido a los cambios en el sistema de gobierno.

Michán y Llorente (2002) discuten sobre las colecciones entomológicas desde una perspectiva histórica hasta los datos más recientes; esto último proporciona una panorámica más real del número de colecciones, instituciones, especialistas y problemáticas.

COLOFÓN

Las colecciones entomológicas son considerablemente importantes porque incluyen al grupo biológico más rico en especies, los insectos. El número de especies, de ejemplares, de tipos, cantidad y calidad de publicaciones generadas, los servicios que brinda a la comunidad en general, entre otros aspectos, de una colección entomológica es el reflejo del grado de estudio que tenemos sobre este grupo, así como de su importancia. En México, las escasas colecciones y especialistas, la alta dependencia en la identificación de muchos grupos de insectos, los problemas económicos para el impulso de las colecciones, etc. son indicadores de la necesidad de un mayor esfuerzo para mejorar considerablemente nuestro conocimiento sobre los insectos, y finalmente tomar mejores decisiones respecto a nuestra forma de vida compartida con todos los seres vivos.

Literatura citada

- AGUILAR-MORALES, M., B. COUTIÑO-BELLO & P. SALINAS-ROSALES 1996. *Manual General de Técnicas Histológicas y Citoquímicas*. Facultad de Ciencias, UNAM, México.
- BARRERA, A. 1974. Las Colecciones Científicas y su problemática en un país subdesarrollado: México. *Biología*, **4**(1): 12-19.
- BORROR, D. J., C. A. TRIPLEHORN & N. F. JOHNSON 1989. *An introduction to the study of insects*. Saunders College Publishing, Philadelphia.
- CONTRERAS-RAMOS, A. 1999. Métodos para estudios en sistemática de Megaloptera (Insecta: Neuropterida) con base en morfología. *Dugesiana*, **6**(1): 1-15
- DENNIS, C. J. 1974. *Laboratory manual for introductory entomology*. W. C. Brown Company Publishers, Dubuque, Iowa.
- ERWIN, T. 1982. Tropical forests: Their richness in Coleoptera and other arthropod species. *The Coleopterists Bulletin*, **36**(1): 74-75.
- GAVIÑO G., C. JUÁREZ & H. H. FIGUEROA 1977. *Técnicas Selectas de Laboratorio y de Campo*. Limusa, México, D. F.
- HÖLLDOBLER, B. & E. O. WILSON 1994. *Journey to the ant: A story of scientific exploration*. The Belknap Press of Harvard University Press, Cambridge, Massachusetts.
- IMES, R. 1992. *The Practical Entomologist: An introductory guide to observing and understanding the world of insects*. Simon & Schuster Building, New York.
- JACOBSON, H. R., D. H. KISTNER & J. M. PASTEELS 1986. Generic revision, phylogenetic classification, and phylogeny of the termitophilous tribe Corotocini (Coleoptera: Staphylinidae). *Sociobiology*, **12**(1): 1-245
- LLORENTE, J. 1990. *La búsqueda del método natural*. Fondo de Cultura Económica, México, D. F.
- LLORENTE J., A. GARCÉS, T. PULIDO & I. LUNA (Trads.) 1985. *Manual de Recolección y Preparación de Animales*. Facultad de Ciencias, UNAM, México, D. F.
- LOMELI, R. 1994. Antología de lo publicado a la fecha sobre colecciones. *Curador Entomológico y Acarológico*, **1**: 3-4.
- MÁRQUEZ, J. 1994. *Coleopterofauna asociada a detritos de Atta mexicana (F. Smith) (Hymenoptera: Formicidae) en dos localidades de Morelos, México*. Tesis de Biología, Facultad de Ciencias, UNAM.
- MÁRQUEZ, J. & J. ASIAIN 2000. La colección de Coleoptera (Insecta) del Museo de Zoología "Alfonso L. Herrera", Facultad de Ciencias, UNAM, México. *Acta Zoológica Mexicana, nueva serie*, **79**: 241-255.
- MARTIN, J. E. (comp.). 1977. *The insects and arachnids of Canada. Part 1. Collecting, preparing, and preserving insects, mites and spiders*. Kromar Printing Ltd. Québec.
- MERRITT, R. W., V. H. RESH & K. W. CUMMINS 1996. Design of aquatic insect studies: Collecting, sampling and rearing procedures. In: Merritt, R. W. & K. W. Cummins (Eds.). *An introduction to the aquatic insects of North America*. Kendall-Hunt Publishing Company, Iowa.
- MICHÁN, L. & J. LLORENTE 2002. Hacia una historia de la entomología en México. En: Llorente, J. & J. J. Morrone (eds.). *Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: hacia una síntesis de su conocimiento*. Facultad de Ciencias, UNAM, México, D. F. pp. 3-52.
- MORÓN, M. A. & R. TERRÓN 1984. Distribución altitudinal y estacional de los insectos necrófilos en la Sierra Norte de Hidalgo, México. *Acta Zoológica Mexicana, nueva serie*, **3**: 1-47.
- MORÓN, M. A. & R. TERRÓN 1988. *Entomología Práctica*. Instituto de Ecología A. C. México, D. F.
- MORRONE, J. J., D. ESPINOSA, A. D. FORTINO & P. POSADAS 1999. *El arca de la biodiversidad*. Universidad Nacional Autónoma de México, México, D. F.
- REYES-CASTILLO, P. & H. BRAILOVSKY 1981. Mesa redonda: "Estado Actual de las Colecciones Entomológicas de México", presentación. *Folia Entomológica Mexicana*, **48**: 113-117.
- RZEDOWSKI, J. 1978. *Vegetación de México*. Limusa, México, D. F.
- SARUKHÁN, J. 1992. La coordinación de acciones en torno a la biodiversidad en México: una propuesta de prioridad nacional. En: Sarukhán, J. & R. Dirzo (comps.). *México ante los retos de la biodiversidad*. CONABIO, México, D. F. pp. 291-299.
- STEYSKAL, G. C., W. L. MURPHY & E. M. HOOVER (Eds.) 1986. *Insects and mites: Techniques for collection and preservation*. U. S. Department of Agricultura, Miscellaneous Publication No. 1443.
- STUNTZ, S., C. ZIEGLER, U. SIMONS & G. ZOTZ 2002. Diversity and structure of the arthropod fauna within three canopy epiphyte species in central Panama. *Journal of Tropical Ecology*, **18**: 161-176.
- WEEKS, R. D. & N. E. MCINTYRE 1997. A comparison of live versus kill pitfall trapping techniques using various killing agents. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, **82**: 267-273.
- WILSON, E. O. 1992. *The diversity of life*. W. W. Norton & Company. New York. London.
- YANOVIK, S., N. M. NADKARNI & J. C. GERING 2003. Arthropods in epiphytes: a diversity component that is not effectively sampled by canopy fogging. *Biodiversity and Conservation*, **12**: 731-741.
- ZARAGOZA, S. 1999. Eugenio Dugés: Un precursor de la entomología en México. *Dugesiana*, **6**(2): 1-26.

Apéndice 1. Material, equipo y sustancias de uso básico en la colecta de insectos (para el trabajo de campo).

1. Acetona
2. Alcohol etílico al 70%
3. Alfileres entomológicos
4. Altimetro
5. Aparato de geoposición (gps)
6. Aspirador
7. Bolsas o sobres de papel glasine, de papel albanene o normal
8. Bolsas de plástico
9. Cámara letal con acetato de etilo o cloroformo
10. Cernidor
11. Equipo para trampa de luz: generador de luz, cables, mantas, focos, gasolina, aceite para motor, embudos para gasolina y aceite y frascos para coleccionar
12. Esencias
13. Frascos de plástico o de vidrio de diferentes capacidades
14. Fumigadora
15. Insecticida biodegradable e insecticida comercial
16. Lápiz
17. Libreta de campo
18. Machete, hacha o pala
19. Manta blanca
20. Pala de jardinero
21. Pinceles
22. Pinzas entomológicas
23. Plumones indelebles
24. Red acuática
25. Red aérea
26. Red de golpeo
27. Sábana o paraguas
28. Trampas con cebos: coprotrampa, carpotrampa y necrotrampa (NTP-80)
29. Trampa de interceptación de vuelo (o de ventana)
30. Trampa de "pozo seco"
31. Trampa "Malaise"

Apéndice 2. Material, equipo y sustancias de uso básico en el laboratorio o en la colección entomológica.

1. Alcoholes graduales y absoluto
2. Alfileres entomológicos y de costura
3. Anaqueles o gabinetes entomológicos
4. Cajas entomológicas
5. Cámara húmeda
6. Colorante
7. Computadora
8. Cristales de fenol
9. Cubreobjetos
10. Embudo de Berlese
11. Glicerina
12. Goma entomológica, barniz para uñas o pegamento transparente
13. Hidróxido de sodio o hidróxido de potasio
14. Impresora laser
15. Lápiz
16. Lugol o gelatina glicerinada
17. Microscopio estereoscópico
18. Microscopio óptico
19. Microviales de plástico
20. Montador
21. Naftalina
22. Paradicloro benceno
23. Pinzas entomológicas
24. Placa de unicel
25. Placa rectangular de cartoncillo o de acetato
26. Plumones indelebles
27. Portaobjetos
28. Resina sintética
29. Restirador
30. Tiras de papel
31. Triángulo de cartoncillo o de acetato
32. Tubos o viales de vidrio
33. Xilol