

ARTÍCULO ORIGINAL

METODOLOGÍAS DE CONSERVACIÓN DE LEPIDÓPTEROS EN COLECCIONES CIENTÍFICAS

METHODOLOGY OF LEPIDOPTERA CONSERVATION ON SCIENTIFIC COLLECTIONS

Rubén A. Guzmán Pittman

Asociación Científica Para la Conservación de la Biodiversidad. ragp1981@gmail.com // <https://orcid.org/0000-0002-9826-6100>

RESUMEN

Entre las metodologías más complejas de conservación entomológica, se encuentra la de Lepidópteros, las diferentes especies de mariposas y polillas, requieren tratamientos especiales al conservarse en las colecciones científicas con la rigurosidad que ameritan, de tal forma de que, los especímenes tengan la mayor cantidad de procesos de conservación posibles para conseguir la máxima toma de datos por especie, y así, cubrir brechas que de otra forma permanecerían abiertas, en este trabajo, se detallan las metodologías más adecuadas para la conservación de material lepidopterológico, desde el clásico montaje de adultos, hasta los cuidados en la conservación de estadios inmaduros y el aprovechamiento de otros materiales producidos por los ciclos vitales de los Lepidópteros tales como exuvias, cápsulas cefálicas e incluso heces.

Palabras Clave: Conservación, Lepidoptera, Inmaduros, Adultos, genitalia.

ABSTRACT

Among the most complex methodologies of entomological conservation, is that of Lepidoptera, the different species of butterflies and moths, require special treatments when conserved in scientific collections with the rigor they deserve, in such a way that the specimens have the greatest quantity of possible conservation processes to achieve the maximum data collection by species, and thus, cover gaps that would otherwise remain open, in this work, the most appropriate methodologies for the conservation of lepidopterological material are detailed, from the classic assembly of adults, to the care in the conservation of immature stages and the use of other materials produced by the life cycles of Lepidoptera such as exuviae, cephalic capsules and even feces..

Keywords: Conservation, Lepidoptera, immature, adult, genitalia.

Historial del artículo: Recibido: 20 de mayo de 2022. Aceptado: 20 de junio de 2022. Publicado online: 30 de junio de 2022.

Citación: Guzmán, R. 2022. Metodologías de conservación de Lepidópteros en colecciones científicas. Sagasteguiana 10(1): 81-96.

© Los autores. Este artículo es de acceso abierto. Es publicado por la Revista Sagasteguiana del Herbarium Truxillense (HUT) de la Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú; y distribuido bajo los términos de la licencia Creative Commons Atribución 4.0 Internacional (CC BY 4.0) que permite Compartir (copiar y redistribuir el material en cualquier medio o formato), Adaptar (remezclar, transformar y construir a partir del material para cualquier propósito, incluso comercialmente) (<https://creativecommons.org/licenses/by/4.0/deed.es>).



INTRODUCCIÓN

Los Lepidópteros constituyen uno de los órdenes entomológicos más complejos para su estudio, por lo regular las colecciones están llenas de especímenes adultos, dejando de lado otras técnicas usadas para conservación, eso en parte, es debido a que los especímenes tipo, los Holotipos deben ser, por regla, machos adultos (de preferencia), y los paratipos machos y hembras adultas, excluyendo normalmente otras muestras que pueden obtenerse, tales como larvas, exuvia, cápsulas cefálicas, heces, capullos, crisálidas, etc., lo que restringe la variedad de posibilidades que una colección puede ofrecer al estudio taxonómico-morfológico de clados determinados.

El montaje de adultos es bastante corriente y ampliamente practicado (Arroyo, 1974), pero existen otras técnicas que permiten sacar el mayor provecho a las muestras, tales como insuflado, conservación de capullos, exuvias, cápsulas cefálicas de larvas, larvas en líquido, y genitalia, que son importantes para el estudio taxonómico de las especies de lepidópteros; por lo que daremos algunas pautas a cerca del montaje y las razones del por qué se procede de las formas descritas, la rotulación más adecuada además de los diferentes métodos accesorios que aprovechan todo el material disponible para conservarlo en colecciones científicas (Andrade et ál., 2013).

El presente trabajo tiene como finalidad, describir las técnicas más usadas y las que pueden ser de mucha utilidad combinando las ventajas de unas para satisfacer las necesidades de otras, y así, con varias técnicas de conservación, tener la mayor cantidad de datos posibles para los diferentes estudios.

MATERIAL Y MÉTODOS

Se usarán materiales que fácilmente se los pueden encontrar en el comercio convencional, salvo implementos especializados que únicamente pueden encontrarse en establecimientos del rubro.

Material de montaje:

- Alfileres entomológicos (del 00 al 6)
- Alfileres de costura
- Bloques de poliestireno expandido (50mm de espesor)
- Papel bond
- Papel celofán
- Tinta china
- Estilógrafo N°0.2
- Portaminas 0.5
- Extensor de alas graduable (con ranura con espuma blanda)
- Cajas entomológicas tipo Smith
- Cajas entomológicas tipo Cornell
- Naftalina
- Alcohol
- Glicerina
- Hidróxido de potasio
- Jeringuillas hipodérmicas

- Hisopos
- Pipetas Pasteur
- Hilo de nylon (No de pescar)
- Viales de 20ml.

En ocasiones es necesario elaborar el material, ya que no se encuentra disponible como equipos, como el caso del aparato insuflador, que requiere una bomba de aire para el proceso de insuflado de larvas.

RESULTADOS

Las técnicas más usadas y recomendadas; que se describen a continuación detalladamente, son válidas para la toma de datos de investigación en colecciones científicas, si bien una única técnica no preserva todas las características, en conjunto permiten extraer invalorable información de un único espécimen, los procedimientos han sido desarrollados en su mayoría en base a las publicaciones respectivas, otras técnicas por primera vez se publican para el máximo aprovechamiento del material.

Montaje de adultos de macrolepidópteros (Fig. 1)

Después de la colecta, es necesario aprovechar la flexibilidad del espécimen para proceder al montaje, se coloca el alfiler entomológico del grosor adecuado (usualmente N° 2), en el centro del mesótorax, esto proporciona estabilidad al momento de la manipulación, con el bloque de montaje, se posiciona el espécimen a la altura indicada de 10mm entre la cabeza del alfiler y el dorso del mesótorax, que es la medida standard para todos los insectos; luego, se clava en el fondo blando del extensor a la altura conveniente, donde el borde de las planchas laterales del extensor, correspondan a la inserción de las alas mesotorácicas y metatorácicas, una vez a la altura correcta, y perfecta perpendicularidad del alfiler, que debe estar lo más simétrico posible; se procede a arreglar las patas; en el caso de los Lepidópteros, es conveniente plegarlas al cuerpo en posición normal (Arroyo, 1974), de esta manera, ocupan menos espacio y cuando sea necesario, se puedan extraer para análisis genéticos; las alas se colocan sobre las planchas laterales del extensor, y, se coloca la primera banda de celofán, el ala mesotorácica debe quedar con su borde colgante perpendicular al plano sagital del cuerpo del insecto, el ala metatorácica, a un ángulo de aproximadamente 45° mostrando todos los detalles posibles sin que se oculten en mayor medida por el solapamiento del ala mesotorácica sobre el borde de ataque del ala metatorácica; la posición se asegura con alfileres alrededor de las alas, en el celofán usado para sujetarlas sin que se dañen (Shauff, 1986).

Para mover las alas es preferible usar una aguja enmangada de punta roma, empujando de las venas más gruesas para no dañar la membrana; en el caso de las macropolillas, el frenulum permite colocar las alas posteriores en posición simplemente moviendo las alas anteriores, únicamente se debe de tener cuidado para evitar que el frenulum se desacople del bolsillo de la vena radial-1 del ala anterior; una vez finalizada esta operación en ambas alas, se procede a fijarlas por completo en el extensor con otra serie de bandas de celofán (Marquez, 2005), de tal forma que no puedan moverse, recordando siempre de nunca perforar las alas; luego se procede a acomodar las antenas, que deben estar paralelas al borde de ataque del ala anterior, evitando que se junten hacia adelante,

se las fija por medio de un par de alfileres en cada antena, de tal forma que no se muevan; con todos estos pasos listos, se deja secar el espécimen; existen dos formas, una a largo plazo, con el riesgo de descomposición de los órganos internos, y otra rápida, con el riesgo de deformación de la estructura quitinizada.

La primera opción es simplemente dejarlo secar a temperatura ambiente por un lapso variable entre unos 5 días y un par de meses dependiendo del volumen del espécimen, a los especímenes con abdomen demasiado voluminoso, como los Sphingidae, se suele inyectar una pequeña cantidad de etanol, de tal manera que deshidrate los tejidos; el otro método, es colocarlo en una cámara de secado, una caja, preferentemente metálica con buena aereación, donde se calienta por medio de bombillos incandescentes, controlando la temperatura para evitar la deformación de las alas, que pueden arquearse por el calor, una vez secos de esta forma, que demora unas pocas horas, se deja reposar el espécimen por unos 20 minutos aproximadamente, hasta que adquiera la temperatura ambiental, luego de esto se retiran las bandas de celofán o papel suave y se lo retira del extensor, se colocan las etiquetas provisionales y se los guarda en las cajas Smith como cuarentena antes de pasar a la colección principal.

Montaje de adultos de microlepidópteros (Fig. 2, 3)

Después de la colecta, ya muertos los especímenes, deben de montarse adecuadamente, por lo normal los microlepidopteros se los conserva en montaje doble, es decir, clavados dos veces, una a un bloque de espuma y otra por el alfiler entomológico que sostendrá la espuma; previamente a ello, como en todos los Lepidópteros, se deben extender las alas, un proceso bastante complicado por el tamaño de los especímenes y su extrema delicadeza. Primero, con ayuda de una pinza, preferentemente curva, se clava un alfiler especial, sin cabeza de 20mm de longitud, las llamadas “minucias” o “minutas”, estas van a sujetar al espécimen al bloque de espuma rígida, una vez atravesado en el mesótorax, se lo clava en un pequeño extensor, cuya ranura debe ser 1mm aproximadamente; se puede adaptar un par de láminas porta-objetos de microscopía para dicho fin, con otro par de láminas, se sujetan las alas para que no se muevan, se levanta ligeramente la lámina y con una aguja enmangada se coloca las alas en su posición standard, en ocasiones es necesario pasar una fina aguja por debajo del ala para acomodar los filamentos del borde alar y que adquieran una posición natural, las antenas, en lo posible se las coloca paralelas al borde de ataque del ala anterior; simultáneamente, se prepara el segundo montaje; un pequeño bloque de espuma rígida (foam), el que se atraviesa por un extremo por un alfiler entomológico N°2, a unos 20mm de la cabeza del alfiler; una vez seco, se procede a sacar el espécimen del extensor, usando pinzas para sólo manipular del pequeño alfiler y clavar la minuta en el extremo opuesto del bloque de espuma; finalmente se colocan las etiquetas y queda listo para la cuarentena en las cajas Smith, en ocasiones un alfiler N° 00 es suficiente para montar algunos microlepidoteros, sin hacer el doble montaje.

Preservación de larvas y pupas en alcohol (Fig. 4)

Es una técnica bastante usada, pero con inconvenientes, uno de los cuales es que requiere estar constantemente en un medio líquido (Etanol al 75%), y en los primeros días, se tienen que hacer recambios para asegurar la conservación. Primero se sacrifica la larva en agua caliente a unos 85°C, esto desnaturaliza los tejidos y permite una mejor conservación, los tejidos internos como el tracto digestivo, quedan intactos con el contenido estomacal; luego, se procede a sumergir por

primera vez el espécimen en alcohol, para su conservación definitiva, al cabo de unos días, la solución de alcohol inicial se torna verde, por la liberación de la clorofila de las hojas ingeridas, lo que tiñe la larva de verde o incluso, marrón; se procederá a un recambio de alcohol, por lo menos unas dos a tres veces más; finalmente se coloca la etiqueta de datos, taxonómica y de identificación y se lo almacena en gavetas especialmente acondicionadas (Gaviño, 1973).

Cabe señalar que todos los colores, sean verdes, amarillos, rojos, marrones, etc., sucumben al poco tiempo blanqueando las larvas, las cerdas pueden que se desprendan por la manipulación, ya que se debe manipular el espécimen directamente para estudiarlo, lo que puede ocasionar la ruptura de la cutícula; las pupas reciben un tratamiento algo similar, en lugar de sumergirlas en agua caliente, se las incluye directamente en alcohol de 75% (Salinas, S/F), previamente se las perfora excéntricamente con un alfiler entomológico para que pueda igualarse las concentraciones de soluciones externa e internamente y con eso se evita de que la pupa se deshidrate.

Preservación de larvas por medio de insuflado (Fig. 5)

Es una técnica actualmente poco usada, ya que es mucho más compleja que el simple hecho de incluirla en alcohol, pero conserva detalles como los colores y las cerdas; se sacrifica el espécimen con una inmersión en alcohol.

Luego de secarlo superficialmente, se introduce por el ano, un fino alambre cuyo extremo fue doblado en gancho, de tal forma de poder cortar el tubo digestivo a nivel del esófago; se saca con cuidado de no tocar las paredes internas, y se presiona, de la cabeza al ano, con cuidado de no frotar la piel, ya que puede desgarrar la capa de pigmento interna de la cutícula; de esta forma, se extrae tanto el tubo digestivo por evaginación como los fluidos internos (Hammond, 1960); se corta el intestino a unos 15mm del ano, se introduce la pipeta de insuflado lo menos posible, y se extiende el intestino remanente sobre ella, amarrándolo con hilo de nylon, se insufla aire a presión con una bomba de aire de acuario, esto permite que la piel se extienda tal cual como en vida, se coloca en un recipiente abierto, bien ventilado, y se lo calienta con un bombillo de 60 o 100 watts; controlando constantemente el estado de desecación.

Mientras tanto, se va preparando el montaje en el alfiler; para lo que se corta un cubo de corcho de unos 10mm de lado; en la línea central de cada lado alrededor del eje, se corta una muesca que albergará al alambre; se atraviesa el alfiler entomológico N°6 o 7 exacto en el medio del cubo, pasando por ambos lados planos sin modificar; se amarra una vez sujetando firmemente el cubo de corcho, se hace un ojal cuadrangular de aproximadamente 20mm de lado, y se vuelve a amarrar, dejando los extremos del alambre libres, los que se cortan de la mitad de la longitud del espécimen; una vez seco, se introducen los alambres en la piel, y con una gotita de cola sintética, se fija en la base (Guzmán, 2021).

Existen otras formas de montaje, una supone enrollar el alambre directamente en el alfiler, dejando el extremo suelto para pegar las propatas; otra opción es insertar un tubito plástico del tamaño adecuado en la apertura anal por donde se insufló, clavando el alfiler en el mismo tubo; otra opción es usar una ramita, pegando el espécimen como en el segundo caso y clavando el alfiler en la ramita; tanto el alambre en el alfiler, como la ramita tienen la desventaja de que destruyen los caracteres diagnósticos como los anillos de garfios de las propatas, mientras que el introducir el

tubito de plástico lo hace menos estable; estos montajes permiten manipular el espécimen sin tocarlo, lo que maximiza la conservación de los mismos, además, conserva los patrones de coloración si se lo ha hecho con el calor adecuado además de los anexos como cerdas o espinas; finalmente se colocan las etiquetas y se pone en cuarentena en las cajas Smith.

Las especies con espinas o incluso, con pelos, se las prepara de la misma forma, teniendo sumo cuidado al presionar, que estas estructuras caigan hacia los lados y en sentido de la presión (céfalo-caudal), de esta forma, al momento del insuflado, se extienden de forma bastante natural, mostrando la disposición y estructura, que son claves para determinar género y en el mejor de los casos, especie.

Preservación exuvias, cápsulas cefálicas y capullos (Fig. 6)

Si se mantienen especímenes en cautiverio para estudiar sus ciclos vitales, es conveniente conservar las mudas de piel o exuvias y las cápsulas cefálicas, ya que las características de estas son de carácter taxonómico diagnóstico; normalmente la cápsula cefálica se desprende del resto de la piel de la exuvia en el proceso de muda, por lo que es conveniente conservarla por separado; para lo que se recogen, tanto las exuvias corporales como las cápsulas cefálicas mientras estén húmedas, esto permite extenderlas y acomodarlas para que muestren los detalles necesarios, una vez seco, se lo pega a un rectángulo de cartulina, el que luego se clava excéntricamente para colocarle las etiquetas de datos e ingresarla a cuarentena en las cajas Smith.

Las cápsulas cefálicas se las coloca en la punta de triángulos de cartulina, de tal forma de mostrar toda la superficie externa y la cara interna de las mandíbulas, igualmente se los pega con cola sintética, una vez secos, se colocan las etiquetas de datos y se las ingresa a las cajas Smith, las pupas vacías también pueden conservarse, o clavándolas con los alfileres si son suficientemente grandes o pegándolas a los rectángulos de cartulina si son pequeñas; para los capullos es más sencillo, en el caso de que colapsen, se introduce algodón con ayuda de la punta de una pipeta Pasteur, esto extiende el capullo y permite apreciarlo totalmente, luego, se lo atraviesa con el alfiler entomológico y se colocan las etiquetas, igualmente pasa por las cajas Smith de cuarentena para asegurar de que no se ingresan insectos nocivos.

Preservación de genitalia (Fig. 7)

Los genitalia, tanto masculinos como femeninos, son muy importantes para los estudios taxonómicos de especies crípticas, por lo normal, se extrae todo el abdomen, aislando los genitalia mediante el reblandecimiento y disección de éste; en polillas pequeñas es la mejor opción, de esta forma se puede trabajar los genitalia; primero se extrae el abdomen fracturándolo del espécimen, de ahí, se lo rehidrata en agua caliente para proceder al aclarado con KOH (hidróxido de potasio), se sumerge todo el abdomen en la solución cáustica (al 10%) durante unas horas calentándolo ligeramente para que el aclarado se acelere, por contraluz, se ubican los genitalia internos y se corta el último segmento abdominal que los sostiene al resto del abdomen y de esta forma se los extrae, también se puede rasgar la pleura y extraerlos de esa forma; una vez extraídos se los monta extendidos en bálsamo de Canadá u otro medio de montaje, evitando la formación de burbujas.

Para especies grandes como Sphingidae, Saturniidae o incluso Noctuoidea (Eitschberger & Melichar, 2014), se procede con el espécimen fresco de preferencia, para lo cual se corta con mucho cuidado el último segmento abdominal alrededor de la pleura, de esta manera, se extrae todo el aparato reproductivo masculino, se limpia en lo posible en un vidrio cóncavo de reloj o placa Petri; en las hembras se cortan los segmentos abdominales ventralmente, desde el penúltimo hacia el segundo, extrayéndose todo el contenido, de esta forma en una placa Petri o virio cóncavo, se separan los oviductos de la Bursa copulatrix y los genitalia externos; y se lo introduce en un frasco con KOH por unas horas, hasta que aclare lo suficiente; esto también ayuda a desprender las escamas que aun quedan adheridas tras la extracción, pero se recomienda extraer todas las que se puedan, una vez aclarado, se lava en agua destilada y se lo conserva en una solución de glicerina y alcohol en proporción de 7:3 respectivamente; de esta forma, se conserva el abdomen del espécimen lo mejor posible, maximizando la conservación de las muestras, existe otra técnica que únicamente expone los genitalia extrayendo las escamas adyacentes (Díaz et ál, 2010).

Preservación de fecas (Fig. 8)

Las heces fecales son también determinantes de la dieta de una especie de larva en particular, ya que se encuentran fragmentos de hojas sin digerir con la estructura única de cada especie, la conservación de las fecas, en especial, de las que se encuentran en larvas en cautiverio, permite estudiar más a fondo la dieta e incluso los procesos digestivos de absorción. La preparación de las fecas es bastante sencilla, basta con secarlas sin químicos, se las puede pegar con cola sintética a un rectángulo de cartulina, o conservarlas en frascos del 20ml, siempre teniendo cuidado de que corresponda sólo a un espécimen, la forma, color y contenido de las fecas es único para cada especie y de la planta hospedera, en algunos casos puede haber polifagia, lo que se conserva en las fecas separadas por individuos; posteriormente se puede rehidratar y observar bajo microscopio los restos del alimento y tener una mejor apreciación de la dieta y hasta que nivel digieren el alimento y en caso no acumulen el 100% de las toxinas de este.

Cuaderno de campo

Es un pequeño cuaderno de hojas resistentes al agua, donde se anota a lápiz o a tinta china los datos de cada espécimen; desde el número de colecta, hasta la localidad detallada, planta hospedera, actitud, humedad, clima, todos los datos posibles que puedan ser importantes se anotan detalladamente en el cuaderno de campo, de esta forma se tiene un registro bastante detallado de cada uno de los especímenes.

Rotulación

Para tener un estricto orden científico, los especímenes deben contar con sus respectivas etiquetas, separadas en cuatro tipos dependiendo de su contenido e importancia.

- Datos de colecta, cuenta con los datos de colecta tales como fecha, localidad, coordenadas, altitud y colector, de forma más resumida que en el cuaderno de campo.
- Taxonómica, contiene la familia, género, especie, autor y año de la descripción, el nombre debe ser el aceptado, se incluye quién determinó la especie.
- Tipo, sólo en caso corresponda a alguna serie tipo, se colocará si es Holotipo, Paratipo, Isotipo, Lectotipo, Sintipo, Hipotipo, Topotipo, etc.

- Número de catálogo, es el número único de identificación del espécimen, con el que se encuentra tanto en el cuaderno de campo como en el inventario de muestras de la colección.

Las muestras que son producto de un único espécimen, se las cataloga con el mismo código, pudiendo colocarse una letra minúscula correlativa en la serie para diferenciarlos, normalmente se ejecuta en genitalia, o muestras para análisis genéticos.

En el caso de larvas, se procura colocar el instar, tanto en los especímenes en líquido, como aquellos insuflados, las cápsulas cefálicas y exuvias, además, de ser posible, de la planta hospedera, es recomendable también coleccionar una muestra (por triplicado) de la planta y herborizarla para tener en cuenta la especie exacta, con ello se obtienen más datos que el sólo contar con especímenes, lo que enriquece la colección y aumenta considerablemente su valor científico, ya que todo está relacionado.

Las etiquetas deben tener un tamaño estándar, 10mm x 12mm; si en caso hubiese especímenes tipo (tales como hipotipos o isotipos), las etiquetas serán del mismo tamaño pero de color magenta o cyan para diferenciarla de las demás etiquetas; para tipos primarios se recomienda una etiqueta circular con borde rojo con la inscripción Holotipo o Paratipo.

Es opcional, aunque recomendable, colocar una etiqueta de sexo, señalando en los adultos, si corresponde a un macho (con el símbolo astronómico de marte ♂) o una hembra (Con el símbolo astronómico de Venus ♀), esto también se puede colocar en la etiqueta taxonómica después del año de descripción.

La Colección (Fig. 9, 10)

Organizar una colección es un tema que en parte es personal, sin reglas fijas de cómo ordenarla; las colecciones científicas tienen cierto orden taxonómico, agrupados por especies, géneros y familias, por lo regular es conveniente contar con cajas de cartón museo para agrupar las especies, cada caja Cornell, con las familias y finalmente, cada uno o más armarios, un orden; se tiene otra opción, y es el de ordenar por columnas en una misma caja, una columna por especie, en ocasiones es más conveniente, especialmente cuando se tiene gran cantidad de especímenes de una sola especie y una misma localidad; para separar los lotes de especímenes, se usan las cajas de cartón museo, por lo común, es preferible juntar los adultos con larvas y pupas (si es posible huevos en seco), en las cajas de cartón, hay otras opciones que supone agrupar en colecciones diferentes de adultos, larvas y otros estadios inmaduros, otro enfoque es mantener los ciclos biológicos en dioramas, una caja Cornell para unas 10 muestras, que muestran el desarrollo de una especie en particular.

DISCUSIÓN

Las diferentes formas de conservación; aprovechan diferentes características de las muestras, si bien independientemente no conservan todas las características en conjunto permiten tener un registro bastante completo.

Por costumbre, la conservación para estudio se restringe a montaje de adultos y los estadios inmaduros en alcohol (Shauff, 1986), lo que disminuye las opciones de preservar información de las

muestras. En donde las técnicas como el insuflado permiten preservar con mucha fidelidad estructuras de importancia taxonómica, tales como las cerdas o incluso, el sistema traqueal (Guzmán, 2021), que de otra forma sería oculto por los tejidos, además, el tubo digestivo puede conservarse en alcohol para otros estudios, y al contener larvas de parasitoides, se las puede extraer y conservar, extrayendo más material de un solo espécimen, lo que supone una fuente de estudios invaluable.

La implementación de estas diferentes técnicas; permite que se tenga un panorama más amplio, y metodologías que se complementen para lograr un mejor entendimiento de estos grupos taxonómicos y poder sacar mejores conclusiones; además de poder abrir nuevos campos de estudio que no se han tomado en cuenta debido a la escasez de muestras en condiciones que puedan ser usadas fuera de las técnicas convencionales.

Las colecciones científicas son de suma importancia para el avance de la investigación biológica, y tener los especímenes en las diferentes formas de conservación permite que las colecciones se enriquezcan y puedan brindar más información con el mismo número de especímenes colectados.

CONCLUSIONES

Las diferentes técnicas ayudan a tener mayor información de las especies que se mantienen en las colecciones científicas, una correcta preparación es sumamente importante para que los especímenes puedan exponer todos los detalles posibles.

La combinación de varias técnicas permite saldar problemas que son recurrentes al trabajar sólo con una técnica estandarizada, lo que conlleva a una pérdida de información, ya que una técnica puede ser útil conservando ciertas estructuras, pero destruye otras.

La recuperación de técnicas centenarias permite explorar nuevos horizontes en cuanto a conservación, adaptándolas al siglo XXI, de tal forma que sean viables y puedan ser usadas para el complemento de las colecciones.

AGRADECIMIENTOS

Al Blgo. José N. Gutiérrez R. por las revisiones y comentarios al manuscrito, a Ricardo Vásquez, fundador de la Asociación Científica para la Conservación de la Biodiversidad por el constante apoyo en las salidas de campo realizadas para la elaboración de este trabajo, a la Dra. Vera Alleman Haeghebaert, por incentivar me a seguir en la investigación biológica, a Enrique Flores, por proporcionarme material biológico de estadíos larvales, así como al Dr. Gerardo Lamas por incentivar me en el estudio de la Lepidopterología.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Andrade, M.; E. Henao & P. Trivilo. 2013. Técnicas y Procesamiento para la Recolección, Preservación y Montaje de Mariposas en Estudios de Biodiversidad y Conservación. (Lepidoptera: Hesperoidea – Papilionoidea), Rev. Colombiana de Ciencias; 37(14) 311-325.

Arroyo, J. 1975. Cómo coleccionar mariposas, Edit. Tiempo Libre, 103 pp.

- Días, F.; M. Casagrande & M. Olaf.** 2010. Alternative techniques to study characters of the genitalia in Lepidoptera, *Neotropical Entomology* 39(6) 1044-1045
- Eitschberger, U. & T. Melichar.** 2014. Beitrag zur Kenntnis von *Manduca chinchilla* (Gehlen, 1942) und der zu dieser nahe verwandten Arten; *Neue Entomologische Nachrichten* 69: 19-47.
- Gaviño, G.** 1972, *Técnicas Biológicas Selectas de Laboratorio y Campo*, Ed. Limusa, México; 457pp.
- Guzmán, R.** 2021, Insuflado: Una Forma Inusual de Conservación de Estadios Larvales (Lepidopera, Coleoptera, Diptera y Neuroptera), *Rev. Sagasteguiana* 9 (1): 45 - 56. 2021.
- Hammond, H. E.** 1960, The Preservation of Lepidoptera Larvae Using the Inflation and Head Drying Technique, *Journal of Lepidopterologist Society*, 14 (1): 67-78.
- Marquez, J.** 2005, Técnicas de Colecta y Preservación de Insectos, *Boletín Sociedad Entomológica Aragonesa*, n1 37: 385 - 408.
- Salinas, P.** s/f. Colección, Preservación y Estudio de insectos, Universidad de los Andes, Mérida-Venezuela, 192pp.
- Shauff, E.** 1986, *Collecting and Preserving Insects and Mites*, Systematic Entomology Laboratory, USDA National Museum of Natural History, 69pp.

LINKOGRAFÍA

Montaje de insectos

<https://accbinvestigacion.blogspot.com/2022/02/montaje-de-insectos.html>

Insuflado

<https://accbinvestigacion.blogspot.com/2022/02/insuflado.html>

ANEXOS

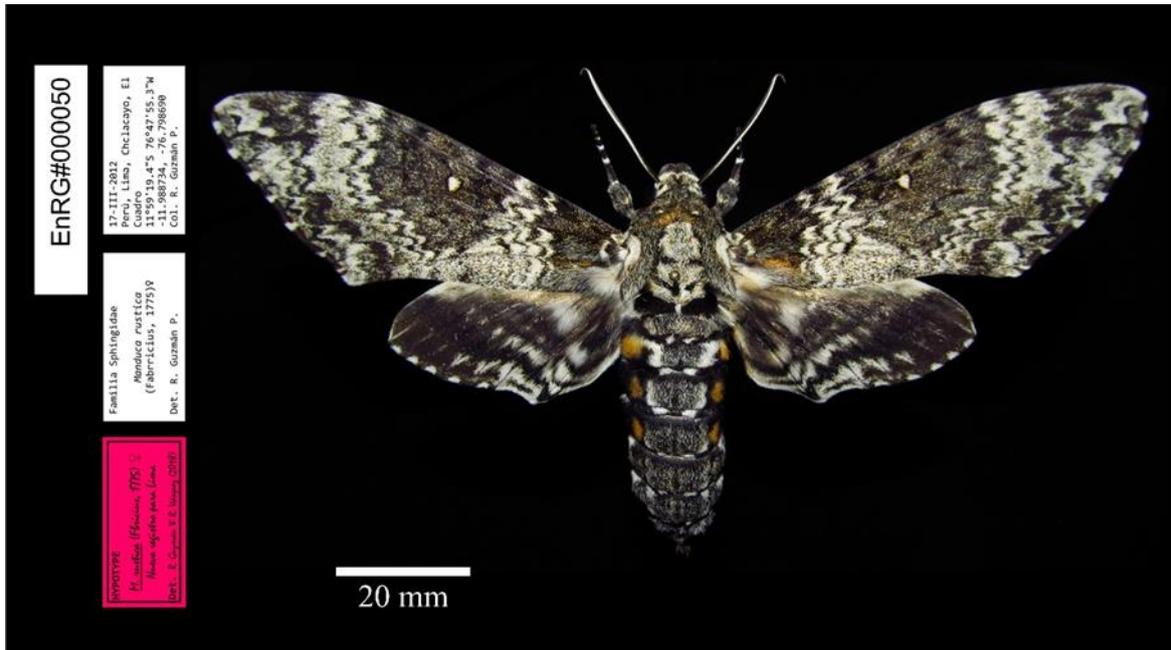


Fig. 1. Especimen de *Manduca* cf. *rustica* mostrando la forma de montaje en caso de Sphingidae y las etiquetas principales de colección, número de catálogo con acrónimo, etiquetas de datos, taxonómica y de tipo (Fotos: Rubén Guzmán P.).



Fig. 2. Microlepidoptero en montaje simple con alfiler N°00. (Fotos: Rubén Guzmán P.).



Fig. 3. Microlepidóptero en doble montaje con alfiler N°2. (Fotos: Rubén Guzmán P.).



Fig. 4. Conservación tradicional de larvas de *Melipotis walkeri* en alcohol. (Fotos: Rubén Guzmán).



Fig. 5. Larvas de *Melipotis walkeri* insufladas. (Fotos: Rubén Guzmán P.).

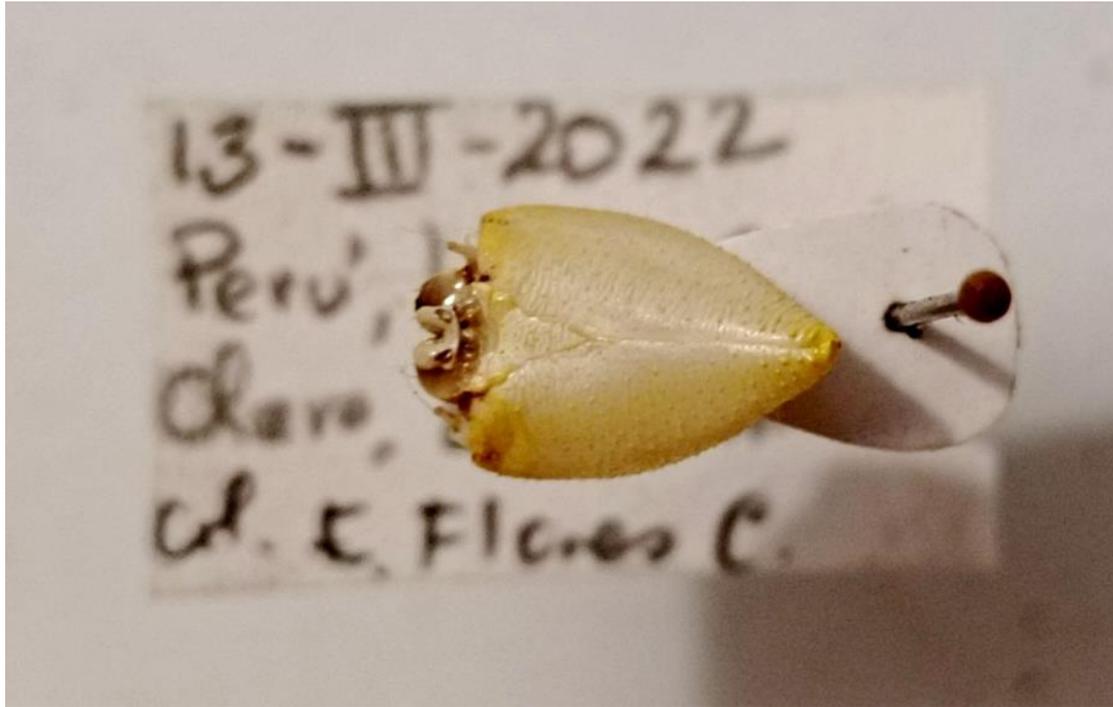


Fig. 6. Cápsula cefálica de *Cocytius antaeus*, en punta de cartulina y datos de colecta. (Fotos: Rubén Guzmán P.).

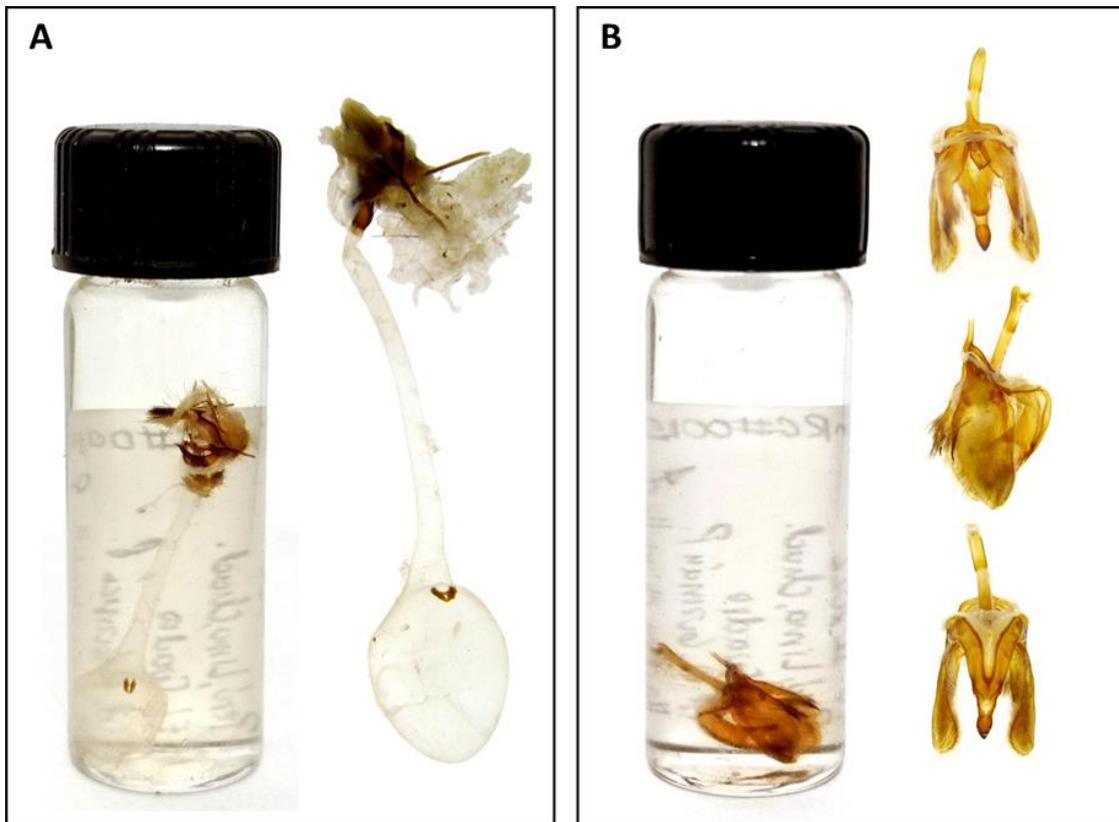


Fig. 7. Genitalia femenina (A) y masculina (B) extraídas y aclaradas de *Manduca chinchilla* en solución de glicerina y alcohol. (Fotos: Rubén Guzmán P.).



Fig. 8. Fecas secas de *Manduca chinchilla*, conservadas en rectángulo de cartulina. (Fotos: Rubén Guzmán P.)



Fig. 9. Caja Smith de cuarentena, con ejemplares mixtos de larvas y pupas. (Fotos: Rubén Guzmán P.)



Fig. 10. Caja Cornell definitiva, con especímenes de adultos, pupas y larvas en cajas de cartón por especies. (Fotos: Rubén Guzmán P.)