

Ensayo

Limpieza de partes óseas con derméstidos para su conservación como muestras biológicas

Javier Sánchez H.

Resumen. La familia Dermestidae (Insecta: Coleoptera) contiene unas 1200 especies a nivel mundial y su composición taxonómica es poco conocida en Venezuela. Algunos de sus miembros son utilizados como herramienta para la limpieza de muestras zoológicas con fines científicos, en virtud de su alta capacidad para el consumo de carne y otros tejidos presentes en animales muertos, así como la calidad del resultado final. Este trabajo presenta un conjunto de recomendaciones para el mantenimiento en cautiverio de escarabajos derméstidos y el procesamiento de material óseo, sobre la base de información disponible en la literatura y la experiencia acumulada desde 1985 en el Museo de la Estación Biológica de Rancho Grande. Se destaca la importancia del manejo de las condiciones ambientales dentro del recinto que contiene a las colonias de estos escarabajos, así como el seguimiento continuo de las condiciones del dermestario y del comportamiento de los insectos en sus diferentes fases de crecimiento, para así poder detectar tempranamente problemas que pueden llevar a una merma o extinción drástica.

Palabras clave. Cría Dermestidae; insectos necrófagos; museos de Historia Natural; esqueletos.

Cleaning skeletal parts with dermestids to be kept as biological vouchers

Abstract. The family Dermestidae (Insecta: Coleoptera) holds some 1200 species worldwide and its composition is little known in Venezuela. Some of its members are used as a tool in zoological voucher cleaning in view of their ability to deal with meat and other tissues in dead animals, as well as the quality of their work. This paper shows a compilation of recommendations to keep in captivity dermestid beetles and processing skeletal material, on the basis of information available in literature and the experience gathered at the Museo de la Estación Biológica de Rancho Grande since 1985. I point out the importance on managing environmental conditions inside the enclosure holding the colonies, as well as the continuous monitoring of the these insects behavior along their different growth stages, for an early detection of problems potentially leading to population reduction or even extinction of the colony.

Key words. Dermestidae breeding; necrophagous insects; Natural History museums; skeletons.

Introducción

La limpieza del material óseo alojado en los museos de Historia Natural se ha ejecutado de diversas maneras a lo largo de los años. Existen diversos métodos para la remoción de los tejidos blandos: maceración en agua fría (maceración bacteriana),

maceración en agua caliente (cocción), enterrado de la muestra (maceración bacteriana), empleo de isópodos terrestres o marinos, hormigas, larvas de polilla de ropa, lombrices, camarones, y maceración con detergente enzimático y otros químicos corrosivos (Hinshaw s/f, Hall y Russell 1933, Sommer y Anderson 1974, Timm 1982, Sullivan y Romney 1999). En un principio el método más difundido fue la maceración en agua caliente, limpiando manualmente los tejidos después de la cocción. Más recientemente ha prevalecido el uso de coleópteros saprófagos de la familia Dermestidae (Insecta: Coleoptera) los cuales además son de interés forense y actúan como plagas de alimentos almacenados (Bousquet 1990, Velásquez 2008, Shaver y Kaufman 2012). Estos insectos se utilizan desde al menos 1922 (Sommer y Anderson 1974), aunque Timm (1982) señala el inicio de su uso en Francia en la década de 1870. La limpieza con derméstidos es ampliamente usada cuando se deben procesar muestras de pequeño a mediano tamaño de manera económica y con un mínimo daño a las partes delicadas, aun cuando los animales mayores pueden ser limpiados por partes (Sommer y Anderson 1974). El Museo de la Estación Biológica de Rancho Grande (EBRG) ha contado con una colonia de derméstidos desde principios de la década de 1980, cuando José Ochoa comenzó a mantener estos insectos para la limpieza de material óseo destinado a la colección de mamíferos. Alternadamente, fueron mantenidos en diferentes contenedores de madera o plástico con malos o peores resultados, debido a la falta de conocimiento relativo al manejo de las colonias. En cualquier caso, se lograron resultados satisfactorios en cuanto a la calidad del producto final obtenido, pero las extinciones o mermas poblacionales de la colonia eran frecuentes, así como las infestaciones con ácaros. Luego de una de las extinciones, en 1985 el autor obtuvo 25 individuos adultos del cadáver de una vaca (*Bos taurus*) en terrenos del Centro Nacional de Investigaciones Agropecuarias (CENIAP) en El Limón, estado Aragua, que constituyó el pie de cría que dio origen a una de las dos colonias existentes en EBRG (ver más adelante), manejada alternadamente por José Ochoa, Francisco Bisbal, Arnaldo Ferrer o el autor. Esporádicamente se aportaron genes introduciendo individuos ajenos a la colonia, mediante su atracción con carne seca. Dada la falta de conocimiento que para ese entonces se tenía sobre la taxonomía del grupo, es imposible saber si los individuos introducidos *a posteriori* eran de la misma especie obtenida en 1985. Más aún, con esas introducciones de insectos a las colonias, a principios de la década de 1990 hubo una contaminación con la introducción de coleópteros de la familia Tenebrionidae.

Como señala Timm (1982): “Limpiar huesos con derméstidos es ambas cosas, buen manejo y un arte; no es simplemente tirarles los huesos a los bichos”. En este sentido, a lo largo de estos años se ha hecho patente en muchos museos la dificultad para mantener con éxito una colonia por tiempo prolongado. Ello fue el estímulo para escribir estas notas con el propósito ahorrarle a los curadores y técnicos noveles tanto trabajo de ensayo y error para saber “qué le pasa a estos bichos”.

Establecimiento y manejo de la colonia

El recinto de derméstidos

El recinto dependerá de las posibilidades de cada museo. Cuanto más urbana el área, más restricciones serán necesarias, debido a la necesidad de incluirlo dentro de la edificación del museo. En este último caso, se señala la necesidad de tener un cuarto “a prueba de bichos” (Hall y Russell 1933, Tiemeier 1939). Cualquiera sea la condición, es conveniente que se trate de un recinto cerrado si se hace necesario el control de condiciones ambientales (ver más adelante). Las dimensiones no son críticas y cualquier espacio en desuso servirá, siempre que esté debidamente sellado o aislado de las colecciones (Timm 1982). Se ha señalado que los derméstidos no son plaga de museo (Hinshaw s/f), pero Timm (1982) señala a *Dermestes maculatus* como plaga de la industria peletera y “con un gusto particular por piel y pelaje”, así como también capaz de atacar hasta a momias egipcias, mientras que Genoways y Schlitter (1988), señalan a la familia Dermestidae como “el peor enemigo entre los escarabajos que comúnmente infestan colecciones en museos de Historia Natural”. Lo mejor es no correr riesgos, ya que siempre hay alguna muestra dentro de las colecciones que puede ser fuente de alimento para los derméstidos, como muestras viejas con deficiencias en la limpieza o piezas montadas en artístico expuestas a plagas.

El contenedor o dermestario

El tamaño del dermestario debe obedecer a las necesidades particulares en cuanto a volumen de muestras a procesar y tamaño de las mismas (Russell 1947). Materiales como madera y plástico solo sirven temporalmente; las larvas los perforan tarde o temprano y logran trepar por las paredes, lo que no es deseable (Russell 1947, Bone y Steel 2012). Para poder contener muestras grandes y por razones de resistencia, algunas instituciones han utilizado cajas de madera contra-enchapada forradas de resina epóxica (Hinshaw s/f). También se usan cajas de madera forradas internamente con láminas de aluminio pulido (Sommer y Anderson, 1974), así como acuarios o grandes cajas forradas internamente con metal para una mayor capacidad (Timm 1982). Cerda (1977) menciona el uso de latas de metal de cinco galones, mientras que Tiemeier (1939) señala un método muy peculiar, donde básicamente todo el recinto es el dermestario y las muestras a limpiar se introducen inicialmente en jaulas de tela metálica; cuando están llenas de larvas y adultos se trasladan a unas cajas de cartón corrugado, para finalmente vaciar el contenido de la caja sobre papel negro y tomar los huesos con una pinza. En Internet se encuentran las más variadas recomendaciones y especificaciones (a veces contradictorias) para la construcción del dermestario. Es oportuno indicar, que debido a que algunas de estas referencias son tan viejas, se puede inferir que los diseños han evolucionado grandemente desde la fecha de las primeras publicaciones.

En EBRG se utilizan acuarios de vidrio de aproximadamente 90 cm de largo x 30 de profundidad x 40 de alto, con tapa del mismo material donde se perforaron sendos orificios de 15 cm de diámetro. Estos están cubiertos de doble capa de tela metálica: una de aluminio fina (tipo mosquitero) para impedir el escape de los derméstidos y el acceso de otros artrópodos (arañas y moscas) y otra de acero galvanizado más gruesa para evitar el ingreso de animales como ratas. Si para construir el dermestario se utiliza sellador de silicona por dentro para fijar las paredes de vidrio, las larvas logran trepar hasta la tapa. Con el paso de los años, los insectos devoran la mayor parte de este sellador y disminuye notoriamente la posibilidad de trepar hasta la tapa; no obstante, esto debilita la resistencia estructural de los acuarios. Una solución para esto consiste en fijar las piezas de vidrio con silicona y colocar ángulos de aluminio por el lado externo. De construir un acuario para contener derméstidos, debe hacerse con estructura metálica y sellador por fuera desde el inicio. Si se recicla un acuario para alojar estos insectos, se sugiere reforzarlo por fuera con estructura metálica y cortar el sellador de silicona dentro del acuario para evitar que los insectos trepen (Hinshaw *s/f*, Bone y Steel 2012). Aún así, el poco sellador que queda entre los vidrios y en las esquinas todavía permite que trepen las larvas de los primeros instares (*obs. pers.*).

Cama

Para la preparación de la cama se han recomendado y censurado diferentes materiales. Según la fuente, se recomienda alimento concentrado para animales (Hinshaw *s/f*, Bone y Steel 2012), papel en tiras, viruta de madera (Bone y Steel 2012), gasa de algodón, láminas de algodón hidrófilo o de embalaje y fibra de polyester (Sommer y Anderson 1974, Sullivan y Romney 1999). En la Universidad Simón Bolívar (USB) Víctor Romero ha tenido éxito usando alimento para gatos, pero nunca ha mantenido la colonia por años (*com. pers.*). Tiene sentido la recomendación que el material a usar esté libre de químicos (Sullivan y Romney 1999, Bone y Steel 2012). Algunos papeles y cartones tienen añadido algún tipo de compuesto para evitar hongos y plagas. En EBRG se usa una técnica similar a la recomendada por Sommer y Anderson (1974) con una cama de algodón, que consistió en colocar cinco a ocho centímetros de lámina algodón hidrófilo que posteriormente se convierten en una cama de 10 a 14 centímetros una vez que los insectos la llenan de galerías y la esponjan con su ocupación del “hábitat”. Esta cama mantiene gran parte de los residuos y excrementos debajo de ella y provee un espacio tridimensional para el tránsito de los insectos, así como sitio para pupar (Sommer y Anderson 1974, *obs. pers.*), pero con el paso del tiempo (años) se va reduciendo el espesor de la cama debido a que también los insectos la van devorando (*obs. pers.*).

Luz

Se señala que el recinto debe estar en completa oscuridad o no dejar penetrar la luz hacia el interior del dermestario (Tiemeier 1939, Russell 1947, Sommer y Anderson 1974, Bone y Steel 2012). Cuán importante sea esa condición podría parecer cuestionable, dado que en vida silvestre hay claridad u oscuridad a lo largo del ciclo diario. Durante unos años de la década de 1990, mientras Arnaldo Ferrer manejó la colonia de EBRG, esta fue mantenida dentro del recinto día y noche con una potente luz artificial bajo la presunción de la necesidad de mantener una alta temperatura en el dermestario. Durante ese tiempo, los insectos trabajaron aparentemente de manera satisfactoria. Durante el desarrollo de este trabajo, el autor ha mantenido temporalmente pies de cría en un cuarto con ventanas y sin control de luz, observando que la actividad y reproducción de los derméstidos parece satisfactoria. Por su parte, Jesús Molinari mantiene su colonia en la Universidad de Los Andes (ULA) dentro de una campana de flujo frente a una ventana en un laboratorio. La recomendación de mantener oscuridad puede estar vinculada a la observación que, al encender la luz del recinto, la mayor parte de los insectos busca refugio alejándose de la luz. Una vez acostumbrados a la claridad, si se hace sombra con la mano también huyen, lo que indica que puede ser una respuesta equivalente a la reacción frente a un potencial depredador moviendo el cadáver (sustrato en vida silvestre) y permitiendo el paso de luz o creando sombra al posicionarse sobre el cadáver.

Temperatura

En condiciones tropicales no parece necesario el control de temperatura con especies que naturalmente ocurren en esas latitudes. Aún en tierras altas y frías como La Hechicera (a 1870 m s.n.m.), en la ciudad de Mérida (estado Mérida, Venezuela), derméstidos provenientes de la colonia más antigua de EBRG prosperan bien (J. Molinari, com. pers.). Se señalan temperaturas adecuadas para su cría de 84 °F (=28,89 °C) (Hall y Russell 1933), 65 – 70 °F (=18,33 – 21,11 °C) (Russell 1947), 27–29 °C (Sommer y Anderson 1974) 80 °F (=26,67 °C) (Bone y Steel 2012). Estas recomendaciones de temperatura pueden obedecer a razones de infraestructura y costo de mantenimiento en las instalaciones disponibles en climas templados, ya que no se señala una investigación acerca de condiciones óptimas de desarrollo de la especie en la colonia. De hecho, sería de esperar plasticidad en cuanto a condiciones de desarrollo en especies autóctonas que deben sobrevivir en ambientes silvestres, más aún si las especies en cuestión son de amplia distribución o cosmopolitas. Igualmente se señala 40 °C como temperatura máxima para el desarrollo de poblaciones de *Dermestes maculatus* (Haines y Rees 1990). Dentro de los dermestarios de EBRG la temperatura puede oscilar desde 20 hasta 33 °C, entre el día y la noche y entre las estaciones lluviosa y seca.

Sin embargo, la temperatura es un factor que afecta tanto el desarrollo como la actividad de estos insectos. Aparentemente la primera observación de este fenómeno

en cautiverio fue durante la Segunda Guerra Mundial; debido a la política de ahorro de energía en los Estados Unidos ocurrió un descenso en la temperatura ambiente del recinto de derméstidos en la Universidad de Berkeley (California), lo que trajo como consecuencia una disminución del metabolismo de estos insectos, resultando en una disminución de alimento necesario para el mantenimiento de las colonias cuando disminuyó drásticamente el ingreso de muestras al museo con los recortes de presupuesto (Russel 1947). Así, se debe tomar en cuenta que a menores temperaturas se alargan los tiempos de eclosión, estadios larvales y pupa, al igual que se reduce la velocidad de limpieza de huesos (Russell 1947, Sullivan y Romney 1999, Dau *et al.* 2008, obs. pers.).

Igualmente, con fines de manejo de la colonia, es útil aprovechar la circunstancia de que adultos de *Dermestes maculatus* no vuelan a menos de 80 °F (=26,67 °C) (Hinshaw s/f) o que tienden a volar por encima de 85 °F (=29,44 °C) (Bone y Steel 2012). Lo observado en las colonias de EBRG es que los adultos tienden a volar al alcanzarse unos 30 a 32 °C (=86,0 – 89,6 °F), nunca a menor temperatura. De esta manera se evita el escape de adultos de los dermestarios cuando las colonias son atendidas.

Humedad

Bajo condiciones tropicales, la situación es diferente a lo recomendado para ambientes urbanos bajo condiciones de clima templado. Cuando en países de altas latitudes debe mantenerse un control de temperatura durante el invierno, debe tenerse cuidado que la humedad relativa no baje demasiado. Trabajos iniciales sobre el manejo de las colonias de *Dermestes maculatus* en climas templados señalan la conveniencia de poner un contenedor de agua sobre el radiador de calefacción para mantener “la humedad necesaria” (Hall y Russell 1933) o de poner agua en contenedores dentro de cada dermestario para aportar humedad al ambiente (Sommer y Anderson 1974, Sullivan y Romney 1999). Se sugiere también rociar algo de agua con un atomizador sobre una servilleta cubriendo la pieza a limpiar aproximadamente cada dos días (Bone y Steel 2012) o diariamente, pero que seque durante la noche (Hinshaw s/f): Sin embargo, Russell (1947) señala como indeseable añadir agua o humedecer el aire dentro del contenedor a fin de prevenir formación de moho sobre el tejido a limpiar. En un dermestario, si la humedad relativa es muy alta, el material a limpiar se enmohecerá (Dau *et al.* 2008) y los insectos no comerán carne con moho (Sommer y Anderson 1974) o lo harán muy lentamente (obs. pers.). Se señala que prefieren 50 % de humedad relativa y que por encima de 75 % el riesgo de infestación de ácaros se incrementa (Bone y Steel 2012), pero no debe ser inferior a 50 % (Hinshaw s/f). Contrariamente, Pisfh y Korytkowski (1974) señalan que la alta humedad relativa favorece el desarrollo de la población de *Dermestes maculatus* cuando actúa como plaga en fábricas de harina de pescado.

En el recinto de derméstidos de EBRG, la humedad relativa se mantiene durante la estación lluviosa entre 60 y 75 % de humedad relativa mediante el uso de un

deshumidificador. Sin embargo, en la estación seca, esos valores pueden descender a 40 % o menos sin uso del deshumidificador. Al colocar “bebederos” (ver más abajo suministro de agua), la humedad se mantiene por encima de 50 % dentro de los dermestarios.

Ventilación

La libre circulación de aire es importante dentro del dermestario (Russell 1947, Timm 1982, Bone y Steel 2012). Dependiendo de las condiciones climáticas locales, no importa cuánto se controle la humedad ambiental dentro del recinto; si el aire no circula dentro se concentran humedad y amoníaco debido a la respiración de los derméstidos y a la acumulación de las heces. La construcción de orificios de ventilación en las tapas de vidrio de los dermestarios de EBRG es complementada con una “chimenea” de un metro de longitud, hecha de tubo de plástico (PVC) y colocada sobre uno de los orificios para aprovechar cualquier diferencial de temperatura que conduzca una columna de aire hacia arriba, obligando así el ingreso de aire fresco por el otro orificio. Previo al uso de la “chimenea” se utilizó un extractor hecho con un ventilador de una fuente de poder de computadora dañada y un transformador de corriente a 12 voltios con excelentes resultados, pero las fallas eléctricas hicieron derivar hacia técnicas más simples y que funcionan sin electricidad.

Suministro de agua

Arriba, en el aparte “Humedad”, se discuten opiniones de diferentes autores acerca de los aportes de agua al dermestario. Aquí se trata de la oferta directa a los insectos de agua para beber y se asume que al aportar humedad mediante las técnicas señaladas anteriormente, también estos hacen uso del agua.

En EBRG el aporte de agua se hace tres veces por semana mediante pequeños recipientes plásticos de boca ancha acostados sobre la cama del dermestario, llenos hasta la mitad de algodón hidrófilo saturado de agua al cual tienen acceso directamente larvas y adultos. Cada vez que se ofrece agua, previa extracción de larvas y adultos dentro del bebedero para que no mueran ahogados, se lava bien el algodón para eliminar heces y exuvias. Es necesario sustituir el algodón cada cierto tiempo porque así como toman agua, los insectos lo mastican hasta reducirlo. Larvas y adultos hacen uso continuamente de estos “bebederos”, por lo que se asume son de utilidad. Este sistema permite además, mantener las muestras a limpiar secas y aportar humedad al ambiente dentro del dermestario (muy conveniente en la estación seca). Durante los inicios de la primera colonia de EBRG hubo una época de grandes infestaciones de ácaros parasitando las larvas y la única manera (empírica en ese entonces) de controlarlos fue disminuir el agua disponible en las muestras a limpiar mediante un buen secado y aportar el agua en estos bebederos.

Fundación de la colonia

Hay diferentes recomendaciones en cuanto al número de adultos necesarios para iniciar una colonia. “Unas pocas docenas de adultos” (Hall y Russell 1933), o “con 25 escarabajos tomados al azar de un cadáver de algún animal a la intemperie es suficiente” (Russell 1947), o “comenzando con unos 100 adultos se puede alcanzar una población de unos 5000 individuos... (larvas y adultos, sin indicar la especie) ...en unos dos meses” (Bone y Steel 2012). De acuerdo a la experiencia con la especie originalmente mantenida en EBRG bajo las condiciones ambientales locales y a lo largo de muchos reinicios de las colonias, con 25 adultos se alcanzan niveles poblacionales para una rapidez de limpieza de satisfactoria a rápida en unos cuatro meses. Con solo una hembra fertilizada se podría comenzar una colonia (Hinshaw s/f) y entre las referencias raras de Internet, alguien señala que así lo hizo (Anónimo <http://waspstorm.darkbb.com/t54-rearing-dermestid-beetles> mayo 2013). En todo caso, cuantos más adultos sean incluidos al iniciar la colonia, más rápido se alcanzará una alta población, necesaria para una razonable rapidez en la limpieza de material óseo (Hinshaw s/f), contando además con una mayor variabilidad genética. Con un número bajo de escarabajos se corre el riesgo de tener pocas o ninguna hembra si no se verifica el sexo a la hora de recoger adultos en el campo. No hay ningún motivo para no incluir larvas en la población fundadora de la colonia, pero es razonable revisarlas bien asegurándose que sean de derméstido y que no tengan ácaros adheridos a su cuerpo para no llevarlos a la colonia que se desea fundar (ver abajo “Plagas”), además que debe transcurrir el tiempo necesario para que alcancen la madurez reproductiva.

Aún cuando un buen número de adultos es necesario para la reproducción en una colonia en buenas condiciones de trabajo, son las larvas las que realizan la mayor parte de la limpieza (Hall y Russell 1933, obs. pers.); de ellas, las de menor tamaño (primeros instares) realizan el trabajo más fino en aquellos lugares menos accesibles del material óseo (obs. pers.).

Especies

En 2013, habiendo comenzado a escribir estas notas, fue colocado un cráneo de baba (*Caiman crocodilus* Reptilia: Alligatoridae) para atraer derméstidos. Se recogieron varios individuos (adultos y larvas) que resultaron pertenecer a una especie diferente a la primera en el dermestario. Es importante conocer con que entidad taxonómica se está trabajando, sobre todo si la especie utilizada da resultados muy satisfactorios y no se quiere perder por introducción de otra especie que pueda desplazarla o mermar su población; así se decidió no mezclar las especies y fundar una nueva colonia. Desde ese entonces se han podido evaluar someramente (sin rigurosidad científica) su ciclo de vida y calidad de trabajo con las muestras óseas.

La identidad taxonómica de ambas especies en EBRG se determinó, preliminarmente, mediante la clave mundial de los géneros de la familia Dermestidae (Háva 2004); una guía de campo puesta en línea por la Food and Agriculture Organization de las Naciones Unidas (FAO) (<http://www.fao.org/docrep/003/T0146S/T0146S00.htm>

#TOC mayo/2013) basada en el trabajo de Haines y Rees (1990) que incluye una tabla de contingencia con caracteres externos que diferencian a varias especies del género *Dermestes* que son plaga de pescado curado y luego, la guía de identificación de Bousquet (1990). Posteriormente se consultó la versión en línea (www.dermestidae.wz.cz mayo 2014) del catálogo mundial de la familia Dermestidae (Háva 2003) que incluye imágenes de muchas especies. Finalmente, las identidades taxonómicas fueron corroboradas por Luis José Joly en el Museo del Instituto de Zoología Agrícola (MIZA) de la Universidad Central de Venezuela (UCV).

Los resultados indican que el material original corresponde a la Familia Dermestidae Latreille, 1807; Subfamilia Dermestinae Latreille, 1807; Tribu Dermestini Latreille, 1807; Género *Dermestes* Linnaeus, 1758; Subgénero *Dermestinus* Zhantiev, 1967; Especie *Dermestes carnivorus* Fabricius, 1775. El material recientemente colectado en campo en los jardines de EBRG corresponde a: *Dermestes maculatus* DeGeer, 1774 (mismo subgénero de la especie anterior).

En términos generales, tanto larvas de un mismo instar como adultos de *D. maculatus* tienden a ser más grandes que *D. carnivorus*, pero adultos pequeños del primero pueden ser de talla inferior que adultos grandes del segundo; también las hembras tienden a ser más grandes que los machos en ambas especies, pero hembras pequeñas pueden ser de menor tamaño que machos grandes. El borde apical de los élitros es aserrado y terminando en una espícula en su vértice interno en *D. maculatus* (Figura 1) vs. liso y con vértice redondeado en *D. carnivorus* (observable con magnificación); en adultos no seniles, que no han perdido muchas setas por desgaste, se nota una concentración de éstas de color amarillento a ocre en la porción antero-lateral externo de los élitros (“hombros”) en *D. carnivorus*, observable a simple vista como unas manchas claras (Figura 2A), mientras que en *D. maculatus* las manchas son observables a ambos lados del pronoto en vistas dorsal, lateral y frontal, de color blanco (Figuras 2B y 3B).

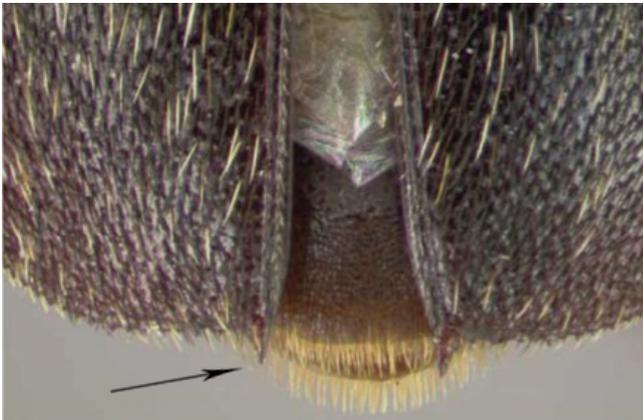


Figura 1. Porción distal de los élitros de *Dermestes maculatus*. La flecha señala la espícula en el vértice interno del borde apical de los élitros. Tomado de la figura 4 en Shaver y Kaufman (2012).



Figura 2. Vista dorsal de *Dermestes carnivorus* (A) y *D. maculatus* (B). Las flechas señalan las manchas claras distintivas en los élitros (A) y blancas en el pronoto (B). Foto Marco Gaiani, MIZA.



Figura 3. Vista frontal de *Dermestes carnivorus* (A) y *D. maculatus* (B). La flecha señala manchas blancas distintivas en el pronoto (B). Foto Marco Gaiani, MIZA.

Abdomen de machos y hembras con todos los ventritos cubiertos de setas blancas; con magnificación se aprecia en el macho de *D. carnivorus* una mancha negra con un grupo de setas de diferente color en los ventritos 3 y 4 (Figura 4A), presente solo en el ventrito 4 en el macho de *D. maculatus* (Figura 4B). Esta estructura está ausente en las hembras y permite diferenciar los sexos sin ver la genitalia. La cara ventral del quinto ventrito está completamente cubierta de setas blancas en *D. carnivorus* (Figura 4A), mientras que en *D. maculatus* hay una mancha negra en el centro y setas ocre en el ápice (Figura 4B).



Figura 4. Vista ventral, abdomen de *Dermestes carnivorus* (A) y *D. maculatus* (B). Fotografía de Marco Gaiani, MIZA.

Las larvas son bastante similares entre sí, pero las de *D. carnivorus* son de un castaño claro y las de *D. maculatus* de un castaño más oscuro, casi negro (Figuras 5A y 5B respectivamente). Sobre los dorsos de los segmentos torácicos y de los cuatro primeros abdominales, la coloración oscura se prolonga más hacia el vientre en *D. maculatus* (Figura 5B), siendo menos extensa en *D. carnivorus* (Figura 5A), dando la impresión visual (sobre todo en vida) de una prolongación del blanco ventral hacia los flancos en esos segmentos de las larvas de *D. carnivorus*.



Figura 5. Larva de de *Dermestes carnivorus* (A) y *D. maculatus* (B). Foto Marco Gaiani, MIZA.

No hay diferencias evidentes en calidad o rapidez de limpieza de los huesos entre ambas especies. Probablemente las variaciones estacionales de temperatura, y diferencias (imposibles de evaluar) en tamaño poblacional dentro de cada dermestario ocasionan variaciones que opacan cualquier divergencia apreciable en condiciones controladas. Igualmente, diferencias en la duración de los ciclos de desarrollo no es fácil de evaluar debido a que los cambios de temperatura y la disponibilidad de alimento afectan la velocidad de desarrollo. En términos generales, se puede asumir que los períodos de desarrollo son bastante similares en ambas especies: la postura de huevos (de apariencia hialina y de cerca de 1 mm de longitud) es inmediata al intro-

ducir los adultos sexualmente maduros al dermestario; las larvas de primer instar se observan a los cinco o seis días de la introducción; a los 22–25 días se observan larvas de séptimo u octavo instar (último observado) y estas poco a poco van bajando su actividad antes de pupar, llegando a quedar inmóviles, moviéndose solo si son molestadas; a los 30–33 días se observan pupas, de color blanco y evidencian lo que serán cabeza y patas del adulto, para que finalmente a los 40–45 días emerjan los adultos. Estos son de un color rojo tostado durante aproximadamente su primer día de vida adulta. La longevidad de los adultos registrada en estas observaciones es de seis meses, que se puede acortar como se acortan todos los ciclos con una temperatura ambiental más alta. Estas observaciones coinciden de manera gruesa con lo señalado por Hinshaw (s/f) y Pisfh y Korytkowski (1974). Una descripción de la biología y ciclo de vida de *Dermestes maculatus* es aportada también por Shaver y Kaufman (2012).

Cuidado, mantenimiento y vigilancia de la condición de los derméstidos

Cada vez que la colonia es atendida, al ofrecer las muestras a limpiar o agua, se debe prestar atención cuidadosamente a lo que ocurre dentro del dermestario. Se debe notar la actividad y aspecto de los individuos. Es normal observar larvas de último instar lentas o inmóviles antes de pupar, pero si se observan muchas larvas inmóviles o retorciéndose, así como muchos adultos inmóviles o torpes, puede ser signo de intoxicación. Otra razón para observar con atención es detectar la falta de larvas de primeros instares. De ser así, algo está pasando con la oviposición o la eclosión y puede ser necesario un “complemento dietético”.

Veneno – sustancias tóxicas.

Ya se señaló arriba sobre el peligro de la posible presencia de tóxicos en el papel y cartón si se usan como cama y más abajo se señalan previsiones a tomar cuando se hace la disección de las muestras (“Preparación y oferta del material a limpiar”). Otra fuente de tóxicos, aunque es raro, es que el material a limpiar proceda de un ambiente urbano y el animal haya tenido acceso a algún veneno. En dos ocasiones ha ocurrido en las colonias de EBRG que al introducir piezas a limpiar ha habido una mortalidad importante de los derméstidos: un carnívoro que murió en un zoológico y otro arrollado en carretera en un centro poblado rural. En el primer caso, se sabe que hubo un control de ratas y se presume que el animal tuvo acceso al veneno o a ratas envenenadas y en el segundo caso, se presume que el animal, que fue arrollado en la carretera, (*Leopardus pardalis*, Carnívora: Felidae) mataba gallinas y fue envenenado (en ningún caso se revisó el contenido estomacal). Se debe detectar a tiempo la mortalidad y sacar la pieza sospechosa a otro contenedor, colocando con ella unas pocas larvas. En ambos casos, las larvas colocadas aparte con la muestra, murieron en cuatro días. Es importante la detección temprana de la situación ya que aunque adultos y larvas mueran en masa, quedan muchas larvas de último instar tardío (inactivas) y

pupas que no han tenido acceso al veneno, de donde emergerán adultos para repoblar la colonia si se actúa a tiempo. Es importante agregar que si se atienden las necesidades de otros museos (en EBRG se limpian o limpiaban muestras de otros tres museos nacionales) debe prestarse atención al material recibido para su limpieza, ya que puede venir contaminado si el taxidermista utiliza reactivos para preservar las pieles secas (e.j., arsénico con alumbre).

Complemento dietético y composición etaria

La máxima producción de huevos, tan esencial para una próspera colonia, depende del contenido de agua y grasa del alimento ofrecido, así como de disponibilidad de lugar para la oviposición (Russell 1947, Hinshaw s/f, obs. pers.). Russell (*op. cit.*) señala que los huevos saturados con aceite no eclosionarán y que los cuerpos de pequeños mamíferos frescos (previamente secados) suministran un buen balance de proteína y grasa, así como que los insectos restringidos a una dieta muy seca y magra ponen pocos huevos y que las larvas terminan en adultos de talla anormalmente baja.

Cuando en EBRG se ha ofrecido material esquelético de grandes mamíferos previamente descarnado por mucho tiempo (lo que significa pobre en grasa corporal, nunca es el caso con cetáceos), se ha notado una disminución en la cantidad de larvas de primeros instares que se traducirá luego en una falta de reclutamiento de adultos y finalmente en una drástica merma de la población. Esto es solo una observación del autor sin evidencia directa de que el fenómeno esté vinculado a una dieta magra. En todo caso, se nota una respuesta favorable a la oferta de cubos de tocina sin rebanar de aproximadamente 2 cm. Se colocan de uno en uno, nunca ofreciéndolos antes de que se acabe el anterior y no más de uno por semana, aunque rara vez hace falta más de uno, ya que a la semana generalmente se pueden ver larvas de primer instar. Con una buena población en el dermestario, basta uno por mes y se ofrece solo cuando se dejan de ver larvas de los primeros instares; una vez que se nota un aumento en la cantidad de larvas pequeñas se suspende el suministro. La observación de Russell (1947) en cuanto a que la diferencia entre la carne usada con fines de reproducción y la que contiene el material óseo a limpiar es frecuentemente ignorada, pone en evidencia la importancia de la vigilancia de la salud de la población (ver arriba) de estos pequeños aliados que a veces nos parecen indestructibles. Es razonable la sugerencia de Sommer y Anderson (1974) de guardar carne del descarnado para posteriormente usarla para complementar la dieta.

Sin embargo, así como se señaló arriba que manejando la variable temperatura se pueden manipular la duración de los ciclos de vida y la velocidad de limpieza, la manipulación del recurso alimento puede ser aprovechada para el manejo de la densidad poblacional de las colonias (obs. pers.). Desde la destrucción del Programa Inventario Nacional de Fauna Silvestre de EBRG en 2010 el ingreso de material al museo ha sido casi nulo. Con un aporte institucional a la par nulo, es conveniente

disminuir la necesidad de alimento para las colonias de derméstidos. Ofreciendo alimento tres veces a la semana y en cantidad que no dure 24 horas, ha demostrado que se puede mantener un número de individuos aparentemente saludable que es capaz, tanto de procesar muestras con relativa rapidez, como de crecer rápidamente si así se desea. Aún así, Hinshaw (s/f) señala que la oviposición ocurre sobre el alimento (o los cadáveres en el campo) y, al tardar los huevos en eclosionar tres o cuatro días, los huevos podrían ser devorados junto con la carne y anular la oviposición. Este autor ha observado que la oviposición ocurre en muchos sitios y podría no ser tan crítico ése efecto sobre la reproducción; con pies de cría mantenidos dentro de frascos de un galón de capacidad, se pueden observar huevos (iniciando la reproducción y con todo limpio) sobre el fondo de vidrio.

Plagas - parásitos

Ácaros: pueden “aparecer” parasitando mayormente a las larvas en condiciones de alta humedad relativa (seguramente ocurren todo el tiempo, pero con densidades muy bajas). Una larva saludable es de aspecto limpio y brillante. Los ácaros se observan sobre éstas como una masa opaca concentrada en la superficie membranosa entre los anillos quitinosos; en caso de infestaciones severas, las larvas se observan frotándose contra cualquier objeto aparentemente tratando de desprenderse de los ácaros. Como se dijo en el aparte de “Humedad”, hay riesgo de infestación por ácaros con alta humedad relativa (por encima de 75 %) (Dau *et al.* 2008, Bone y Steel 2012). Pish y Korytkowski (1974) señalan infestación de ácaros en larvas y adultos para *Dermestes maculatus*, pero no lo vinculan a ninguna condición ambiental en particular. Hinshaw (s/f) sugiere mantener el substrato (cama) seco para prevenir la ocurrencia de ácaros.

Arañas: Russell (1947) y Dau *et al.* (2008) señalan problemas con infestación de arañas en el recinto de los derméstidos, pero sin más explicaciones. Cuando éstas logran entrar al dermestario, consiguen depredar larvas (obs. pers.). Poner malla muy fina o varias capas de malla sobre los agujeros de ventilación es la única solución para minimizar el problema. En EBRG cada vez que se visita el dermestario se inspecciona primero su interior y se eliminan las arañas manualmente. Esta precaución es complementada con remoción de toda telaraña alrededor de los dermestarios, vía de invasión de arañas y hormigas; cada dos o tres meses, se hace remoción de todas las telarañas dentro del recinto. Eventualmente, el número de arañas se escapa de las manos, siendo necesarias aplicaciones de insecticida residual de uso doméstico en el recinto de los derméstidos (tapando previamente los agujeros de ventilación del dermestario) y luego ventilando bien el recinto.

Hormigas depredadoras: dependiendo de la localización geográfica de cada museo, la entomofauna en el entorno puede ser muy diversa, como es el caso de EBRG dentro del Parque Nacional Henri Pittier. La malla fina protege de las hormigas de mayor tamaño, pero después de una invasión de pequeñas hormigas carnívoras dentro de los dermestarios, la solución definitiva fue meter cada pata del estante o anaquele que los sostiene dentro de envases con aceite de motor usado.

Moscas: las moscas deben ser evitadas desde el secado de las muestras a limpiar (Russell 1947), siendo una buena medida el congelamiento previo (Bone y Steel 2012); si la pieza ofrecida es pequeña, la limpiarán antes del desarrollo de larvas de mosca (dada una buena población en el dermestario). Se recomienda poner doble o triple capa de malla para evitar el ingreso de moscas (Bone y Steel *op. cit.*). Algunas moscas que ponen huevos o larvas en carne son lo suficientemente pequeñas para atravesar la tela metálica de mosquitero (obs. pers.).

Contaminación con otras especies de escarabajos: entre 1989 y 1994 el autor estuvo en estudios de postgrado y ajeno al manejo de los derméstidos. A su regreso, había dos especies de coleópteros en los dermestarios y evidentemente, ambas se alimentaban de carne. Probablemente la segunda especie (*Alphitobius diaperinus* (Panzer 1797), Coleoptera: Tenebrionidae) fue introducida por confusión, ya que es de tamaño y color dorsal similar a los derméstidos en las colonias. *A. diaperinus* es de distribución cosmopolita y también considerada plaga de alimentos almacenados (principalmente granos) y de granjas avícolas (Bousquet 1990). Dado que no parecía perjudicial, la especie invasora no fue eliminada y se mantuvieron las especies mezcladas. Sin embargo, cuando se agudizó una crisis de fallas eléctricas (2011–2012), los derméstidos decayeron, quizás debido a la alta humedad relativa y a la competencia con los tenebriónidos que no parecieron verse afectados. Ese hecho demostró que estos últimos no eran tan efectivos ni eficientes como los derméstidos y en 2012 se refundó una sola colonia únicamente con *Dermestes carnivorus* para aliviar costos de mantenimiento, dado el nulo ingreso de muestras a EBRG desde 2010.

Polillas de ropa: se ha podido observar en EBRG que cuando la cama de algodón ya tiene algunos años en uso, ingresan intermitentemente en los dermestarios unos pocos adultos de pequeñas polillas que parecen ser las mismas que infestan la ropa; su identidad taxonómica no fue revisada. No han sido detectados estadios larvales y no parece haber efectos adversos por su presencia. Sullivan y Romney (1999) señalan que estas infestaciones se pueden prevenir utilizando “algodón” de polyester, en lugar de la fibra natural.

Para finalizar este aparte de mantenimiento, quizás podría inferirse una mayor tolerancia, resiliencia o plasticidad en *D. maculatus*, aunque ambas especies aquí tratadas son cosmopolitas y han respondido de manera similar a las prácticas de manejo utilizadas por años. Esta apreciación se basa en la desaparición casi total de la colonia de *D. carnivorus* en el año 2017, sin una causa aparente ni diferencias en las estrategias de manejo aplicadas para ambas especies. Obviamente, existe aún un largo trecho que recorrer en el conocimiento de los criterios a seguir para la cría en cautiverio de estos insectos.

Preparación y oferta del material a limpiar

El material a limpiar puede ser de muy diferente origen, de lo que dependerá su preparación para ofrecerlo a los derméstidos. Quizás lo más común es el material fresco proveniente del campo, pero ocasionalmente se deben limpiar cráneos de mues-

tras alcohólicas, muestras óseas viejas incompletamente limpias y hasta material donado por algún particular que puede representar un registro geográfico de valor pero deficientemente preservado, en algunos casos como trofeo de caza.

En cuanto al material fresco, hay diferentes recomendaciones según los autores. Russell (1947), Sommer y Anderson (1974) y Dau *et al.* (2008) señalan: 1. No dejar secar sobre el material óseo aserrín u otros materiales usados para desollar; 2. Mantener el material óseo libre de arsénico, sal o formaldehído; 3. Mantener las moscas alejadas; 4. Remover el tejido cerebral de los cráneos antes de colgarlos para su secado; y 5. Secado rápido del material ya sea, naturalmente o por medios artificiales para evitar maceración (bacteriana). Esto último también previene el crecimiento de moho, “un fuerte repelente de los bichos” de acuerdo con Sommer y Anderson (1974) y Hinshaw (*s/f*), problema fácilmente remediable enjuagando y cepillando con agua para quitar el moho (Hinshaw *s/f*). Sin embargo, este último autor recomienda no extraer el tejido cerebral porque este promueve el crecimiento poblacional. El problema con este último procedimiento es la maceración bacteriana y el incremento de humedad dentro del dermestario, mas es notorio el efecto favorable de cualquier tejido nervioso en la dieta de los derméstidos y es deseable ofrecerlo cuando las muestras son pequeñas y no numerosas, por lo que serán limpiadas rápidamente (*obs. pers.*). Puede introducirse material fresco (*sin secar*) para limpiar en el dermestario siempre y cuando haya una población lo suficientemente alta para hacer el trabajo en 12 horas o menos para evitar maceración Sommer y Anderson 1974, *obs. pers.*).

Como quiera que sea, antes de introducir las muestras debe realizarse un descarnado de las partes óseas (si el esqueleto o cráneo son grandes) y posteriormente debe secarse la carne remanente. Preferiblemente el secado debe ser al aire, siendo de mucha utilidad un ventilador para acelerar el proceso. Según las condiciones de trabajo en cada museo, se puede aprovechar la corriente de aire caliente de la unidad condensadora de un acondicionador de aire. En condiciones de campo, en EBRG ha dado buen resultado introducir las partes óseas pequeñas a medianas en alcohol (que puede estar al 70 % V/V o un poco menos) para posteriormente secarlas al aire en el museo. Ello evita maceración bacteriana, así como el ataque de moscas e himenópteros carnívoros (hormigas-avispa) que podrían desarticular piezas si su actividad escapa del control de los colectores. Se ha utilizado alcohol viejo de las colecciones alcohólicas con buenos resultados, pero debe evitarse el uso del que esté muy contaminado con formaldehído sobrante del proceso de fijación de la muestra. Al estar la carne embebida en alcohol, el proceso de secado al aire se acelera en gran medida. Si se desea limpiar esqueletos completos de grandes animales las muestras deben ser desarticuladas (Tiemeier 1939, Sommer y Anderson 1974) y etiquetadas para facilitar el manejo en el dermestario. Si la muestra es muy grande (cráneo o esqueleto completo) y las condiciones de humedad impiden el secado en campo, se puede salar y escurrir, para luego guardarla envuelta en papel de periódico y bolsa plástica hasta llegar al museo para su enjuagado y debido secado. Al introducir huesos largos de grandes mamíferos se pueden hacer agujeros para permitir acceso de los derméstidos

al interior donde está la médula, tomando la previsión de enjuagar muy bien el interior para extraer todo residuo (Hinshaw s/f) o para extraerla con vapor y aire a presión (Tiemeier 1939). Esto no se ha hecho en EBRG.

El material proveniente de una muestra alcohólica puede ser perfectamente limpiado por los derméstidos, pero debe considerarse que durante el tiempo que ha pasado expuesto al alcohol, la sangre, grasa corporal y cualquier cosa que estos insectos puedan considerar apetecible, han quedado diluidas en ese alcohol. De acuerdo con la experiencia en EBRG, las muestras deben dejarse remojando en agua unas 24 horas, con al menos uno o dos cambios de agua, para luego escurrirlas y ofrecerlas a los derméstidos; parece dar mejor resultado ofrecer el material húmedo y no seco. Si se trata de un cuerpo completo, deberá eviscerarse y desollarse como una muestra fresca y uno o más cráneos extraídos *a posteriori* de material conservado en alcohol puede(n) procesarse sin secar (después del remojo) si la población de derméstidos es adecuada para terminar el trabajo en uno o dos días.

Se puede completar la limpieza de material preservado en seco que aún contenga restos de tejido siempre y cuando este se ablande antes de ofrecerlo a la colonia (Sommer y Anderson 1974). Si no se rehidrata la muestra previamente, a la larga quedará limpia, pero el proceso será muy lento (obs. pers). En EBRG se han procesado cráneos de pequeños y medianos mamíferos con restos de tejidos blandos con hasta 72 años de haber sido preservados en seco, previo remojo de varias horas en una solución de amoníaco diluido al 5 % V/V de la concentración comercial. Este tratamiento es válido para terminar de limpiar restos óseos encontrados en campo que aún tienen restos de tejido blando y pueden ser conservados como esqueleto. La solución de amoníaco parece hacer la muestra más apetecible que solo con agua (Bone y Steel 2012, J. Ochoa com. pers, obs. pers.).

Material donado por algún aficionado, muchas veces pobremente preservado, puede ser limpiado después de algunos cuidados. Quizás lo más frecuente sea algún cráneo de carnívoro, a veces con todo y piel como trofeo de caza. En cualquiera de los casos debe remojarse en agua hasta suavizar los restos de tejido blando, aprovechando esta condición para retirar la piel si fuera el caso y cualquier resto de carne que sea posible sin dañar la muestra. Es muy conveniente macerar la muestra en agua caliente y sin hervir para preservar la integridad de los dientes (Sullivan y Romney 1999), eliminando así cualquier resto de producto utilizado por el aficionado para su “conservación” (e.j. cal, ceniza o sal), y de resultar poco apetecible, se recurre al remojo en amoníaco. Williams y Rogers (1989) señalan el efecto que la preparación inicial de la muestra tiene sobre el resultado final en cuanto a calidad de la limpieza y consecuencia sobre las etiquetas, así como sobre la salud de los derméstidos.

Colocación del material a limpiar

Independientemente de la cama utilizada y dependiendo de su tamaño, la muestra debe colocarse en algún recipiente que impida su extravío parcial o total entre el material de la cama. Sommer y Anderson (1974) señalan bandejas de diferentes

tamaños según el tamaño de la muestra, con un borde elevado de seis milímetros. Hinshaw (s/f) sugiere ofrecer la muestra a limpiar en bandejas y cubierta de servilletas de papel húmedo, además del método peculiar de Tiemeier (1939) señalado en el aparte de “El contenedor o dermestario”. En EBRG se usan los siguientes dispositivos: 1) cestas pequeñas de malla galvanizada de hueco grueso (5 mm) para cráneos de pequeños mamíferos; 2) cestas de malla de aluminio tipo mosquitero de diferentes tamaños para aves grandes o medianas, esqueletos axiales de pequeños mamíferos y cráneos de medianos a grandes mamíferos; y 3) tapas metálicas de frasco de diferentes tamaños para esqueletos de aves pequeñas, anfibios grandes y esqueletos completos de pequeños mamíferos, evitando la pérdida de uñas, falanges y metacarpianos o metatarsianos. Si la pintura de las tapas está muy lisa (resbalosa), se pone una banda de gasa de algodón para que los derméstidos puedan entrar y salir. Los cráneos de cetáceos (*Delphinidae*) se colocan directamente sobre la cama, con el riesgo de perder algunos dientes; esto se minimiza colocando cráneo y mandíbula con los dientes hacia arriba una vez las piezas hayan sido desarticuladas por los insectos. A este respecto, Sommer y Anderson (1974) sugieren una técnica que involucra tres o cuatro aplicaciones de solución de formol (50 % de la solución comercial) con un pincel sobre las encías (previa remoción del tejido del paladar cercano a los dientes) en fresco antes de ofrecer la muestra a los derméstidos. Ello inhibe la ingestión de ese tejido para que los dientes permanezcan en su lugar. Igualmente, en el caso de esqueletos de aves, estos autores sugieren la inmersión de las patas en esa solución (previo desollado de las patas en grandes aves). En cualquiera de los casos (delfines o aves) se debe dejar secar la solución de formol sobre el tejido.

La muestra a introducir en el dermestario debe estar debidamente etiquetada con material que no sea devorado por los derméstidos o cuya información no desaparezca durante el proceso de lavado o desgrasado (Hall y Russell 1933, Sommer y Anderson 1974). Dan buen resultado materiales tales como cinta de rotulador Dymo® o similar, papel vegetal grueso con tinta de pigmento resistente a la luz y al agua, aluminio delgado de los envoltorios de las cuchillas desechables de bisturí o de los sellos de aluminio de latas de dulces, o material plástico de sobres postales sobre los que se puede escribir con tinta de pigmento. Como sea, conviene evitar que las etiquetas de papel se cubran de sangre; las larvas comerían la superficie del papel borrando lo escrito (Hinshaw s/f, Williams y Rogers 1989, obs. pers.).

En caso de muestras delicadas, Hall y Russel (1933), al igual que Russell (1947) recomiendan secar muestras de animales jóvenes y que sean limpiados lentamente poniéndolos en un contenedor aparte e introduciendo un número pequeño de larvas de primeros instares, que deben ser reemplazadas por larvas igualmente pequeñas al alcanzar tallas de unos cinco milímetros. En EBRG ha dado resultados satisfactorios el uso de pequeñas cajas de material plástico con tapa a las que se les abren pequeños orificios de 1,0–1,5 mm en la parte baja de los cuatro lados, lo que permite la entrada y salida de larvas de los primeros instares (siempre y cuando haya un número elevado de estas) para que la limpieza sea fina y no destruyan estructuras óseas delicadas de

pequeños vertebrados juveniles. Esta técnica ha probado ser muy útil con pequeños anfibios, secos o húmedos siempre y cuando el número de larvas pequeñas sea alto.

Tratamiento final del material

Extracción de los huesos

Al sacar partes óseas del dermestario quedan algunas larvas reacias a abandonarlas; por tal motivo, algunos autores recomiendan introducir muestras nuevas para atraer a los derméstidos (Sommer y Anderson 1974, Bone y Steel 2012). Es de gran ayuda una brocha delgada para sacudir cuidadosamente las larvas remanentes (Sommer y Anderson 1974, Timm 1982). Hay quien sumerge los huesos en agua y saca rápidamente las larvas sobrenadantes con un pequeño salabardo para regresarlas a la colonia (Bone y Steel 2012), técnica poco funcional ya que es engorrosa y las larvas se ahogan fácilmente (Bone y Steel *op.cit.*, obs. pers.). Un chorro fino de aire comprimido sería de gran utilidad para barrer las larvas pequeñas del canal medular de esqueletos y cráneos de pequeños mamíferos pero es solo una idea que no se ha podido desarrollar en EBRG.

El tratamiento posterior a la extracción debe asegurar la eliminación de larvas o huevos de derméstido que hayan quedado ocultos en cualquier parte del esqueleto o cráneo. Cualquiera de los métodos de desgrasado señalados a continuación logra este objetivo. Si no se desea desgrasar los huesos, se pueden colocar en un congelador por varios días. Hinshaw (s/f) señala 72 horas de congelamiento, lapso que ha dado satisfactorios resultados en EBRG, al igual que la inmersión en etanol (70 % V/V) de los cráneos o esqueletos de pequeños vertebrados.

Desgrasado

Dependiendo de la talla y de la especie a tratar se puede proceder de diferentes maneras. Para huesos o esqueletos grandes, se señala la inmersión de la muestra ósea en una solución de amoniaco comercial al 26 % por 12 horas para desgrasar el hueso y ablandar las partes no consumidas por los derméstidos para su eliminación manual, remojando luego la muestra en agua por 20 o más horas, dependiendo de la masa ósea (Hall y Russell 1933). Alternativamente, inmersión en amoniaco comercial al 28 % por 24 horas para luego remojar en agua otras 24 horas, escurrir y secar (Tiemeier 1939). Hinshaw (s/f) señala, como el mejor método, el remojo en solución de amoniaco (sin especificar concentración), desde una noche hasta semanas dependiendo de la masa ósea, y después enjuagar por una noche. Según ese autor, debe vigilarse el progreso de desgrasado y obtenerse la experiencia necesaria para saber hasta cuando remojar en la solución, al igual que indica la necesidad de trabajar bajo una campana de flujo para evitar respirar los irritantes vapores de amoniaco. Sommer y Anderson (1974), sugieren una solución caliente de amoniaco al 20 % (una parte de producto comercial concentrado y cuatro de agua caliente), y enjuagar la muestra después de su enfriamiento.

Para grandes esqueletos que requieran un posterior desgrasado, estos autores señalan el uso tricloroetileno inhibido (para desgrasar metales) o un desgrasador de vapor para metales; sin embargo, el costo inicial y de operación es elevado. Cerda (1977) describe detalladamente dos técnicas de desgrasado, sugiriendo el uso de tetracloruro de carbono o gasolina blanca; sin embargo, el primero es tóxico cuando es inhalado o absorbido por la piel, además de ser dañino para la capa de ozono, mientras la segunda es inflamable.

En EBRG, cuando se usa amoníaco para desgrasar, se prepara al 10 % de la concentración comercial en envases de tapa hermética y, dependiendo de la masa ósea y cantidad de grasa, se remoja entre 24 y 48 horas, para entonces evaluar el resultado y alargar el período de remojo de ser necesario. Esa concentración no molesta gran cosa si se trabaja al aire libre y ha dado satisfactorios resultados. Luego se enjuaga por unas pocas horas o de un día para otro, haciendo varios cambios de agua. Ha dado también buen resultado la inmersión del material en detergente comercial por 24–48 horas, dependiendo del tamaño de los huesos y del contenido de grasa, sin el inconveniente de la inhalación de vapores de amoníaco. Los cráneos de cetáceos requieren más tiempo de inmersión en detergente (varios días y observación diaria) debido al contenido de grasa, con el riesgo de caída de dientes; pero puede utilizarse la técnica de inhibición con formol de Sommer y Anderson (1974) señalada en el aparte de “Colocación del material a limpiar”. El método con jabón señalado por Hinshaw (s/f) involucra un tipo de jabón suave, no detergente.

El blanqueo no es deseable excepto para material de exhibición, pero si se ha de hacer, se prepara una solución de peróxido de hidrogeno al 4 %, para luego enjuagar profusamente en agua corriente para eliminar todo residuo del peróxido (Sommer y Anderson 1974). Sullivan y Romney (1999) señalan en detalle métodos de blanqueo con peróxido de hidrógeno al 3–6 % y advierten sobre la inconveniencia de blanquear con cloro (solución de hipoclorito de sodio).

Con base en la experiencia en EBRG, el uso de peróxido de hidrógeno, aún cuando deja los huesos desgrasados y blanqueados, no es conveniente porque daña la estructura de carbonato de calcio del hueso, sobre todo en pequeños especímenes, donde el deterioro del hueso parece continuar activamente por años. Una solución de cloro ataca el carbonato de calcio de manera notoria en poco tiempo.

Cualquiera sea el método de desgrasado, finalmente la muestra debe ser escurrida y secada completamente antes de su disposición final. Preferiblemente, exponiéndola a una corriente de aire, a la sombra y lejos de las moscas; de ser posible con un congelamiento final de 72 horas para evitar el desarrollo de larvas de mosca.

Riesgos de salud

La exposición al ambiente del dermestario puede causar, en el tiempo, el desarrollo de una serie de síntomas como picazón en la piel, irritación de ojos y vías respiratorias, sudoración, debilidad, fiebre, dolor de cabeza y náuseas. Ello resulta de respirar o exponerse a partículas microscópicas que flotan en el aire, provenientes de

las setas de las exuvias y cadáveres de adultos muertos (Timm 1982, Hinshaw s/f). Una persona alérgica puede padecer serias reacciones. La única protección sería el uso de mascarillas protectoras (Timm 1982).

Agradecimientos. José Ochoa me enseñó todo lo que él sabía acerca de los derméstidos en la década de 1980 y juntos experimentamos diferentes aproximaciones al éxito del manejo de las colonias. Jesús Molinari (ULA) y Víctor Romero (USB) compartieron con un servidor su conocimiento y literatura sobre el manejo de derméstidos. Luis José Joly (MIZA) identificó las especies de coleópteros de las colonias, incluyendo el tenebriónido invasor. Marco Gaiani (MIZA) creó las imágenes digitales presentadas en las figuras 2 a 5. La imagen en la Figura 1 fue tomada de la figura 4 en Shaver y Kaufman (2012). Tres árbitros anónimos aportaron significativas mejoras a la redacción del manuscrito. Y luego de éstas mejoras, Vilma Savini (MIZA) mejoró los detalles entomológicos y de redacción. A todos gracias.

Bibliografía.

- BONE Y STEEL. 2012. Beetle care & information. © 2012 Bone and Steel. <http://www.boneandsteel.com>. (Visitado 27/11/2012).
- BOUSQUET Y. 1990. Beetles associated with stored products in Canada. Minister of Supply and Services Canada 1990. Canadian Government Publishing Centre Supply and Services Canada. Ottawa, Canada K1A 0S9. 214 pp.
- CERDA C., J. 1977. Normas para la prospección básica de fauna silvestre. Ministerio del Ambiente y de los Recursos Naturales Renovables. División Estudios Básicos, CODESUR, DGIIA. Serie Norma-DGIIA/DGIIA/SN/01/77. Caracas.
- DAU PIMENTA D., C. JANSSEN Y W. SILVA RIBEIRO. 2008. Utilização de coleópteros Dermestes maculatus (De Geer), 1774 na preparação de material osteológico. Obtenido de internet en: ifc-araquari.edu.br/1/mct/2008/aquicultura/VIIMCT-AQUICULTURA. (Visitado enero 2013).
- GENOWAYS, H. H., Y D. A. SCHLITZER. 1993. [1988]. Pest control management for mammal collections. Pp. 531–558. En: B. K. Tikader (Ed.), *Management of Mammal Collections in Tropical Environments*. Technical and General Press, Calcutta, India, xii + 1–645.
- HAINES, C. P.; REES, D. P. (comps.) 1990. Guía de campo sobre los tipos de insectos y de ácaros que infestan el pescado curado. FAO Documento Técnico de Pesca No. 303. Roma, FAO. 29 pp.
- HALL, E. R. Y W. C. RUSSELL. 1933. Dermestid beetles as an aid in cleaning bones. *Journal of Mammalogy* 14: 372–374.
- HAVA, J. 2003. World Catalogue of the Dermestidae (Coleoptera). Studie a zprávy. Obfavního Muzea Praha-východ, Brandýs n. Labem, Supplementum 1. 196 pp.
- HAVA, J. 2004. World keys to the genera and subgenera of Dermestidae (Coleoptera), with descriptions, nomenclature and distributional records. Acta Musei Nationalis Pragae, Series B, Natural History, 60(3–4): 149–164.
- HINSHAW S. H. s/f. Use of Dermestid Beetles for Skeleton Preparation. <http://deepwater.org/bioteacher/11-Ecology/dermestids/colony-maintenance.htm>. Coordinator of Museum Collections Mammal Division, University of Michigan Museum of Zoology. Visitado 27/11/2011.

- PISFH E. Y KORYTKOWSKI C. 1974. Biología y comportamiento de *Dermestes maculatus* De Geer (Col.: Dermestidae). *Revista Peruana de Entomología* 17(1): 28–31.
- RUSSELL, W. C. 1947. Biology of the Dermestid Beetle with reference to skull cleaning. *Journal of Mammalogy* 28(3): 384–387.
- SHAVER B. Y KAUFMAN P. E. 2012. Hide beetle – *Dermestes maculatus* DeGeer. University of Florida. Publication Number: EENY-466. http://entnemdept.ufl.edu/creatures/misc/beetles/hide_beetle.htm. Visitado 10/07/2013.
- SOMMER, H. G. Y S. ANDERSON. 1974. Cleaning Skeletons wit Dermestid Beetles – Two Refinements in the Method. *Curator* 17(4): 290–298.
- SULLIVAN, L. M. Y C. P. ROMNEY. 1999. Cleaning and Preserving Animal Skulls. The University of Arizona, College of Agriculture, Tucson, Arizona 85721. <http://www.ag.arizona.edu/pubs/natresources/az1144.pdf>. Visitado mayo 2014.
- TIEMEIER, O. W. 1939. The dermestid method of cleaning skeletons. *University of Kansas Science Bulletin* 26(10): 377–383.
- TIMM, R. M. (1982). Dermestids. *Field Museum of Natural History Bulletin* 53(2): 14–18.
- VELÁSQUEZ, Y. 2008. A checklist of arthropods associated with rat carrion in a montane locality of northern Venezuela. *Forensic Science International* 174: 67–69.
- WILLIAMS, S. L. Y S. P. ROGERS. 1989. Effects on initial preparation methods on Dermestid cleaning of osteological material. *Collection Forum* 5(1): 11–16.

Recibido: 27 agosto 2017

Aceptado: 05 febrero 2018

Publicado en línea: 30 octubre 2018

Javier Sánchez H.

Grupo Bio S.A. Avenida Universidad, Residencias Limón Plaza, Local 1, El Limón 2105, estado Aragua, Venezuela. chibchanomys@gmail.com