

SOBRE LA RECOLECCION, TRATAMIENTO Y CONSERVACION DE LOS CERAMBICIDOS

Pablo Bahillo De la Puebla¹

¹ Ibaizabal, 1, 1° C ; 48901 BARAKALDO; VIZCAYA

En nuestro país comienza a haber una información entomológica relativamente abundante (aunque no asintótica) sobre aspectos faunísticos, sistemáticos, ... etc. pero se echa en falta (sobre todo cuando se dan los primeros pasos en el campo de la entomología y se está fuera del entorno de los principales centros entomológicos del país, como es el caso del que escribe estas líneas) información referente a ¿Cómo, dónde y cuándo recolectar los insectos? y ¿Qué hacer con ellos una vez capturados?

En este sentido me permito recomendar a los lectores la obra de PASTRANA (1985). Como quiera que el citado trabajo no es de fácil obtención en este momento y no conozco otros trabajos similares me he decidido (siguiendo las sugerencias de nuestro presidente César Fco. González) a plasmar en estas páginas los métodos de recolección y tratamiento del material utilizados por mi en el estudio de los cerambicidos del País Vasco (BAHILLO, 1995), en la esperanza de que sean útiles a todos aquellos colegas que acaban de incorporarse a nuestra afición o que den pistas a nuestros colegas veteranos que sencillamente no habían explotado alguna de las posibilidades que a continuación se plantean.

El primer problema con que se topa todo cerambicidólogo es localizar y recoger el objeto de su estudio, los, a veces escurridizos, longicornios. En el estudio antes citado seguí los siguientes métodos de

MUESTREO.

A.- Muestreo directo.- Consistente en recorrer de día o de noche los lugares preferidos por los longicornios y recoger los ejemplares que se vean, bien directamente o bien con la ayuda de la manga entomológica. Los cerambicidos diurnos se localizan preferentemente en asociaciones de flores, especialmente umbelíferas y cardúceas, y sobre árboles caídos o apilamientos de madera recién cortadas. Los nocturnos se localizan de manera preferente, sobre las maderas en las que realizan la puesta.

B.- Trampas.

B.1.- Trampas con cebo.- consistentes en recipientes de plástico o de vidrio, colgados de los árboles, en cuyo interior se colocaba un cebo atrayente. En la bibliografía (VILLIERS, 1977; PASTRANA, 1985) se recogen varias recetas de cebos para estos menesteres (mezclas a base de frutas fermentadas o cerveza a las que se añade agua, azúcar

y una pizca de sal). Se colocaron trampas con un cebo cuya composición era

- Azúcar	500 grs.
- Sal	500 grs.
- Cerveza	1 l.
- Agua	4 l.

Los resultados obtenidos fueron muy pobres. En total se recogieron por este sistema 1 ejemplar de *Cerambyx scopolii*, 2 ejemplares de *Rutpela maculata*, 1 ejemplar de *Leptura aurulenta* y 6 ejemplares de *Aromia moschata*. Cuantitativamente resultó más eficaz utilizar vinagre como cebo, siguiendo las indicaciones de PLAZA (com.pers.). Con este tipo de cebo, que tampoco resultó muy eficaz, se recogieron *Rhagium (Megarhagium) mordax*, *Rh. (Hagrium) bifasciatum*, *Clytus arietis* y los *Cetoniidae Trichius fasciatus* y *T. rosaceus* además de innumerables dípteros e himenópteros.

También se probó otra mezcla cuya composición era:

- Zumo de melocotón	4 l.
- Agua	1 l.
- Azúcar	500 g.
- Sal	500 g.

Con este tipo de cebo sólo se capturaron algunos ejemplares de *Aromia moschata* además de innumerables dípteros e himenópteros.

B.2.- Trampas de luz.- Muchos cerambicidos de hábitos nocturnos son fuertemente atraídos por la luz artificial. Se pueden recoger así longicornios colocando luces artificiales en el campo (FERNANDEZ-RUBIO, 1986) o simplemente recorriendo por la noche las farolas del alumbrado público que actúan como trampas verdaderas, a veces muy eficaces. Con este sistema se han recogido en el País Vasco, *Arhopalus fesus*, *A. rusticus*, *Prionus coriarius*, *Ergates faber*, *Vesperus xatarti* y *Anaerea carcharias*. En Palencia hemos obtenido además *Trichoferus cinereus* y *Penichroa fasciata*

C.- Cría de larvas.- Las larvas recogidas en el campo pueden completar su desarrollo, hasta alcanzar el estado adulto, en el laboratorio, en el interior de evolucionarios adecuados que se rellenaban con un sustrato-nutriente formado por mezclas más o menos sofisticadas (BARAGANO et al., 1986) o bien, serrín de la misma madera en la que fueron recogidas las

larvas. De esta manera se puede controlar la duración de los últimos estadios preimaginales, así como los fitohuéspedes de las especies de longicornios. Por este sistema se han obtenido un elevado número de especies.

D.-Eclisiones.- Quizás el sistema más eficaz para la obtención de cerambícidos (y de insectos xilófagos en general) consiste en almacenar maderas que alberguen estados preimaginales de estos coleópteros y esperar a que los insectos completen su desarrollo larvario y eclosionen los imagos. Todos los cerambicidólogos siguen más o menos este sistema. Los resultados son gratamente sorprendentes, aunque en ocasiones (especies con ciclos vitales largos) se debe hacer un buen acopio de paciencia; la aparición de especies raras compensa el tiempo de espera. Como todo, el tipo de madera más adecuado se irá descubriendo sobre la marcha (la práctica es la madre de la experiencia). Sólo almaceno madera de cualquier tipo que al partirla deje ver un número alto de larvas o bien aquella madera con larvas que de 'visu' me resultan desconocidas. Sin ánimo de ser exhaustivo, paso a comentar algunos aspectos particulares sobre este método de muestreo

D1.- Volumen de madera.- Después de unos primeros años en los que recogía trozos de madera de gran volumen, hace ya mucho tiempo que he desistido de recoger grandes trozos de madera, salvo que observe previamente que la ocupación larvaria de dicha madera es muy grande y por tanto se espere un número elevado de eclisiones. De manera general la relación

Nº ECLOSIONES

VOLUMEN MADERA

es mucho más favorable para ramas de pequeño diámetro (entre 1 y 5 cm.). Por otro lado cuanto más grandes sean los fragmentos de madera el problema de almacenaje también es mayor. En mi corta experiencia he observado que la única ventaja que puede tener la recogida de fragmentos de madera de gran tamaño es que pueden aparecer especies de mayor porte (*Cerambyx scopoli*, *M. asper*, *A. moschata*...), pero por otro lado estas especies se localizan con relativa facilidad en el campo, basta con conocer el habitat apropiado. En estos momentos (aunque con alguna excepción) almaceno principalmente ramillas de entre 1 y 5 cm. de diámetro.

En general y salvo excepciones se deben desechar maderas sin corteza puesto que los xilófagos en la mayoría de los casos viven subcorticalmente, al menos en las primeras etapas de su desarrollo larvario.

D2.- Fitohuéspedes.- En principio cualquier especie es susceptible de ser atacada por xilófagos (hemos encontrado *Eupogonocherus hispidus* en *Aesculus hippocastanum* por ejemplo) por lo tanto se puede y se debe almacenar maderas de diferentes especies. De entrada se deberá tener claro qué especies se desea capturar, averiguar cuales son sus fitohuéspedes preferentes y coger madera de estas

especies arbóreas. De manera general (al menos en el País Vasco) las maderas más productivas son las ramas de diferentes especies del género *Quercus*.

D3.- Lugar de recogida.- Sin lugar a dudas las zonas más apropiadas para la recogida de madera lo constituyen las áreas en las que queden pequeños grupos de árboles aislados, no grandes masas forestales. Supongo que la causa es que al haber menos fitohuéspedes potenciales se produce una concentración de las puestas en un espacio muy reducido. Por contra en las grandes masas de arbolado al haber mucha madera disponible se produce una dispersión de las puestas que se hacen difíciles de encontrar entre las ramas caídas del suelo.

Los recipientes en los que guardar las maderas pueden ser de naturaleza variada y dependen un tanto de la disponibilidad económica del entomólogo que desarrolla este sistema. En mi caso he utilizado material de desecho (por tanto gratuito) tales como recipientes de pintura (de 25 y 50 kg.), frascos de vidrio de encurtidos de (3 y 5 litros) o incluso urnas electorales deterioradas que posteriormente recomponía. En general cualquier recipiente que pueda quedar "cerrado" al exterior para evitar la fuga de los insectos eclosionados puede ser de utilidad. Tal y como comentaba anteriormente hay que conseguir que los ejemplares eclosionados no se escapen por lo que los recipientes deben estar provistos de su tapa correspondiente. Si no es así siempre se puede tapar la boca del recipiente con tela mosquera que permite la aireación del material albergado impidiendo la fuga de sus inquilinos.

En la medida de lo posible, conviene que los recipientes no estén herméticamente cerrados y permitan una aireación de la madera guardada para evitar crecimientos fúngicos sobre el material almacenado que podría desembocar en la muerte de los estados larvarios contenidos en la madera. Es igualmente peligroso para el mantenimiento de las larvas un resecamiento excesivo de la madera almacenada por lo que para evitar este contratiempo conviene fumigar periódicamente con agua las maderas almacenadas. El equilibrio entre una excesiva humedad y un resecamiento límite se consigue después de algunos intentos fallidos y depende del tipo de maderas y coleópteros guardados.

Conviene (si se quiere ser un poco serio en este asunto, es estrictamente necesario) incluir en cada recipiente, maderas de una única localidad y de una única especie vegetal, adjuntando en el interior de cada recipiente una ficha en la que se indiquen, al menos, el lugar de procedencia de la madera albergada, la especie vegetal a la que pertenecía la madera y la fecha de recogida de dicha madera. Se pueden obviamente adjuntar otros datos de interés según el tipo de estudio que se desee realizar.

En lo que al País Vasco se refiere la mejor época de recogida de madera con estados larvarios corresponde sin duda a los meses de Enero, Febrero y Marzo, una vez que los insectos que alberguen dichas maderas haya pasado la diapausa invernal. En maderas recogidas en otoño y más aún las recogidas en verano las mortandades larvarias son muy acusadas.

Con los sistemas reflejados en los puntos C.- y

D.- se aprecia un adelantamiento en la época de eclosión de los imagos, que oscila entre 1 y 2 meses con respecto a los períodos de aparición de los insectos en la naturaleza. Estimamos que ese adelantamiento puede obedecer a dos razones: a) En larvas recogidas en otoño-invierno se da un acortamiento o desaparición de la diapausa invernal; b) En todos los casos, las larvas se desarrollan a una temperatura más o menos constante y superior a la temperatura que se encontraban en su hábitat natural, siendo otros factores como la humedad, insolación,...etc. también constantes. Todo ello redundando en una alimentación continuada sin los parones que se producen por una caída de temperatura durante las épocas frías del año o durante las noches lo cual se traduce en un acortamiento en el tiempo total del desarrollo larvario.

TRATAMIENTO DEL MATERIAL RECOLECTADO

1.- Muerte de los ejemplares recolectados

Los estados inmaduros recogidos en el campo deben ser introducidos vivos y por separado en frascos con papel absorbente (resulta muy útil el papel higiénico) para evitar que se deterioren durante el transporte, indicándose en cada frasco la procedencia del insecto que contenía. Estos estados inmaduros se transportan vivos hasta el laboratorio donde serán posteriormente preparados para su conservación o colocados en evolucionarios adecuados para que completen su desarrollo.

En el caso de los imagos, salvo que se vayan a fotografiar o a someterlos a algún tipo de observación, se les da muerte pocos momentos después de su captura y en la misma zona donde se produce la recolección. En el caso de imagos capturados en el interior de sus cunas pupales, conviene mantenerlos vivos y por separado durante unos días en espera de que reabsorban el exceso de grasa abdominal.

Se deben emplear frascos de transporte y frascos de muerte. Los ejemplares capturados son introducidos por separado en frascos de plástico de pequeño tamaño (recipientes de rollos fotográficos) salvo que el tamaño del insecto (*Cerambyx cerdo*, *Ergates faber*,... etc.) aconsejara lo contrario, con el fin de evitar que los ejemplares capturados perdieran patas o antenas por amputación debida a luchas con otros insectos. Hay especies que resisten bien la presencia de otros congéneres (por ejemplo los representantes del género *Iberodorcadion*) y se pueden guardar muchos ejemplares juntos sin que sufran ningún deterioro, pero en general es recomendable mantenerlos separados hasta el momento de su muerte. Una vez finalizada la recolección en una determinada zona se procede a la muerte de los ejemplares recogidos en ese punto. Para ello se introducen en un frasco de cierre hermético cuyo interior contiene virutas de corcho o en su defecto bolitas de papel absorbente a las que se añaden unas gotas de Acetato de Etilo. El citado líquido es extremadamente volátil y sus vapores provocan la rápida muerte de los insectos dentro del frasco. Se tendrá la precaución de añadir la menor

cantidad posible de Acetato de Etilo, de modo que se asegure una muerte rápida del insecto pero sin mojarlo para evitar la posible pérdida de su cromatismo natural por movilización de su grasa corporal. En pocos segundos los insectos morirán, siendo de destacar el hecho de que cuanto mayor es el tamaño del coleóptero mayor es su resistencia a los vapores del Acetato y que las hembras grávidas son mucho más resistentes a la acción de estos vapores por lo que se precisa más tiempo para asegurar su muerte. En algunos casos antes de producirse la muerte del insecto, este regurgita su contenido intestinal o defeca, por lo que en la medida de lo posible conviene, una vez que los escarabajos estén muertos, colocarlos en un recipiente con papel absorbente limpio para evitar que se manchen. En este nuevo recipiente o en el frasco de muerte se incluye una ficha en la que se indique el lugar de captura, la fecha, la planta huésped,... etc. en la que se recogieron los insectos, para tener localizada en todo momento la procedencia de los ejemplares contenidos en el frasco, al margen de las indicaciones que hubieramos anotado en nuestro cuaderno de campo.

Después de muertos los insectos conviene esperar por lo menos 24 - 48 horas antes de proceder a su preparación y montaje. Durante ese periodo de tiempo se consigue una ligera maceración de la musculatura que permitirá una más fácil extensión/colocación de las antenas y patas del ejemplar al ser, al cabo de ese tiempo, sus articulaciones muy flexibles.

Si la disponibilidad de tiempo no permite una preparación rápida (en un plazo de 2 - 3 semanas) de los ejemplares muertos, es aconsejable congelarlos. Los insectos se pueden congelar en el mismo frasco de muerte si esta suficientemente limpio o si no en cajas de cierre hermético en las que se coloca una cama de algodón o papel absorbente sobre la que se extenderán los insectos que posteriormente se cubrirán con otra capa de algodón o papel absorbente para inmovilizarlos en el interior de la caja evitando la rotura de alguno de sus apéndices que al estar congelado se torna extremadamente frágil. En los recipientes con insectos congelados se adjunta una ficha en la que se indica localidad, fecha, fito huésped y otras circunstancias de captura.

La congelación conserva el cromatismo de los ejemplares y cuando se produce la descongelación el animal recobra casi intacta la flexibilidad que presentaba antes de procederse a su congelación. La congelación constituye en si misma un buen sistema para dar muerte a los insectos que permite la conservación de los ejemplares con su cromatismo natural pero presenta el inconveniente de que deja las articulaciones, especialmente las de las patas, demasiado rígidas dificultando la preparación posterior de los ejemplares.

2. - Preparación de estados inmaduros

Se han conservado en algunos casos, huevos, larvas de tercer estadio y pupas.

Los huevos se han obtenido por disección del abdomen de hembras grávidas. Una vez extraídos los huevos y eliminados los restos membranosos de las vías genitales que pudieran llevar adheridos, se han

conservado por inmersión en alcohol en tubos de vidrio, de 6 cm con un diámetro de 1 cm, a los que se les colocaba un tapon de algodón y posteriormente se introducían para su almacenaje, en un frasco de boca ancha lleno de alcohol y con cierre hermético. En cada tubo se adjunta una etiqueta indicando la especie de procedencia de los huevos allí guardados, así como la localidad y fecha en que fueron recogidos.

A las larvas y pupas destinados a ser conservados, se les da muerte por inmersión en alcohol etílico templado, al 50%, que luego se somete a ebullición ligera para conseguir la fijación de la larva con una extensión total de los segmentos abdominales, evitando su telescopamiento. Cuando el alcohol comienza a hervir se separa del fuego y se deja enfriar. Después de hervidas, se mantienen en alcohol al 70 % durante 3 - 5 días según el tamaño de la larva, y al cabo de ese tiempo se pasan a alcohol absoluto para su conservación. Las larvas y pupas se guardan en tubos de vidrio con alcohol y con tapón de algodón. En cada tubo se coloca una larva con una etiqueta en la que se indican los datos de recogida escritos con tinta china. Este sistema presenta el inconveniente de que las pupas separan sus esbozos alares de la superficie corporal por lo que se recomienda una suavidad extrema en el hervido de dichos ejemplares.

Los tubos con las larvas se guardan en frascos de boca ancha llenos de alcohol absoluto.

Si estos estados inmaduros se desean conservar en seco, después de mantenerlos 3 - 5 días en alcohol absoluto, se pasan a Xilol y se mantienen otros 3 - 5 días para conseguir su total deshidratación. Al cabo de ese tiempo se extraen del xilol se dejan al aire, sobre papel absorbente, para que se sequen y cuando estén secos se conservan como los imagos.

3. - Preparación de imagos.

3.1.- Insectos frescos:

Después de muertos se procede al montaje del ejemplar, para facilitar su estudio y conservación en buenas condiciones. Se han realizado dos tipos de montajes.

A.- Montaje simple.- Se ha empleado para longicornios grandes. El insecto es clavado con un alfiler entomológico del nº 1, 2, 3 ó 4 dependiendo del tamaño del ejemplar y la dureza de sus tegumentos. El alfiler se clava verticalmente lo más centrado posible en el tercio anterior del élitro derecho de modo que emerja verticalmente entre la meso y la metapata del lado derecho sin dañar las articulaciones de estos apéndices. Posteriormente se colocan las antenas y las patas de modo que queden recogidas al abrigo de posteriores golpes que podrían romperlas. Para ello se coloca el insecto sobre una plancha de corcho, colocando las patas recogidas lo más próximas posible al cuerpo pero permitiendo su observación y las antenas dirigidas hacia atrás. Una vez que los apéndices se han colocado en la posición elegida se mantienen en esa posición con la ayuda de alfileres entomológicos y se deja al insecto en esta situación hasta que las articulaciones se sequen y queden

rígidas. La duración del proceso se puede acortar si introducimos la plancha conteniendo el insecto en una estufa de secado.

Cuando el insecto ya está rígido se clava en el mismo alfiler en el que está pinchado el insecto una etiqueta de 19 x 9 mm en la que se indica la Localidad, provincia (utilizando la matrícula automovilística), fecha, coordenadas U.T.M. del punto donde se realizó la captura, fitohuésped si se conoce y el nombre del autor de la captura seguido de la abreviación Leg.

Una vez determinado el ejemplar, se añade al alfiler una segunda etiqueta de las mismas dimensiones que la primera en la que se indican el género y especie (y subespecie si se trata de una diferente a la nominal) a la que pertenece el insecto así como el autor y el año de descripción del taxón y el nombre del determinador seguido de la abreviación Det. seguido del año en el que se realizó la determinación.

Barakaldo (BI) 30TWN0194 20 m. 27.07.1987 P.Bahillo Leg.

<i>Aegosoma</i> <i>scabricorne</i> (Scopoli, 1763) P.Bahillo Det.1987
--

- Etiqueta de captura - -Etiqueta de determinación-

B.- Montaje doble.- Se empleó inicialmente para ejemplares de pequeño porte y al final para todos los tamaños. A los insectos muertos y con las articulaciones flexibles se les colocan las patas y antenas como en el caso anterior pero sin pinchar previamente al insecto. Una vez que las articulaciones han alcanzado un cierto grado de rigidez, se pega al insecto en una cartulina de montar de tamaño adecuado al del insecto. Se han utilizado cartulinas de las siguientes dimensiones:

10 x 4 mm.
15 x 6 mm.
20 x 10 mm.
28 x 12 mm.
40 x 17 mm.
46 x 20 mm.

Para sujetar el insecto a la cartulina se coloca una gota de goma arábica en la cartulina. Si el ejemplar es pequeño (por ejemplo representantes del género *Nathrius*, *Poecilium*, *Exocentrus*,...etc.) se coloca en posición supina y con ayuda de una pinza de punta fina se posa la cartulina con la goma arábica sobre el insecto procurando que contacten la gota de goma arábica con el abdomen del coleóptero, presionando ligeramente la cartulina contra el animal para que este se adhiera, posteriormente se da la vuelta a la cartulina que llevará pegado al cerambícido. Con ayuda de una aguja enmangada y/o una pinza de punta fina se sitúa al insecto en la línea media y en la región anterior de la cartulina y se colocan convenientemente las antenas y patas si es que estas se han descolocado durante el proceso.

Se espera un par de horas a que la goma arábica se haya secado y posteriormente la etiqueta se clava

con un alfiler entomológico del nº 2 ó 3. A este alfiler se le añaden dos etiquetas, una con los datos de captura y otra de determinación, como en el caso anterior.

Este método tiene la ventaja de proteger mejor al insecto contra golpes que podrían provocar la pérdida de antenas o patas y de permitir una preparación y conservación mucho más rápida que en el caso anterior. Tiene el inconveniente de que no permite una visualización directa de la región ventral del insecto por lo que para su observación es preciso despegarlo y volver a montarlo al finalizar su manipulación.

El montaje simple presenta la ventaja de permitir una observación directa del ejemplar sin posteriores manipulaciones, pero este queda más expuesto a la pérdida de antenas o patas (extremadamente frágiles cuando el insecto está seco) por golpes además del posible deterioro causado por la oxidación de los alfileres entomológicos cuando estos no son de buena calidad.

La goma arábica utilizada se ha preparado según la misma técnica recogida en ALONSO ZARAZAGA (1985). Para su preparación conviene tener presente que es necesario tener los tacos de goma arábica sumergidos en agua fría durante 20 - 25 días para lograr su total disolución.

Agua	100 cc.
Goma arábica	30 grs.
Sacarosa	30 grs.
Timol	pizca

En papelerías venden goma arábica de diversas marcas comerciales ya disuelta en agua pero presenta el inconveniente de estar demasiado diluida. Para aumentar su espesor se puede añadir azúcar hasta alcanzar la consistencia deseada.

3.2.-Insectos secos

Si el animal que se va a preparar no es fresco y presenta sus articulaciones rígidas, debe procederse a su ablandamiento. Se han empleado dos sistemas:

A.- Ebullición del ejemplar en agua destilada durante unos minutos. - A mayor tamaño corresponde un mayor tiempo de ebullición. Es un método muy rápido, pero presenta el inconveniente de que apaga los brillos metálicos y oscurece las tonalidades pardas. Además en el caso de ejemplares de pequeño tamaño (*Exocentrus*, *Stenopterus*,...etc.) suele provocar la apertura de los élitros y el despliegue de las alas metatorácicas. Se ha empleado muy poco.

B.- Mantenimiento en cámara húmeda.- Constituido por un recipiente ancho y de poco fondo, de plástico o vidrio y dotado de una tapadera de cierre hermético. Se coloca en el fondo del recipiente una lámina de corcho con la superficie seca. Rodeando a la lámina de corcho se coloca papel no satinado (papel de filtro o cualquier otro papel absorbente, incluso papel de periódico). Sobre el corcho se colocan los insectos que se van a ablandar. Una vez colocados los longicornios, se añade agua sobre el papel absorbente,

empapando el papel pero sin encharcar el recipiente, evitando que en la operación se mojen directamente los insectos. A continuación se añaden sobre el papel unos cristallitos de Timol para prevenir la aparición de crecimientos fúngicos y se cierra el recipiente. Según el tamaño del animal se precisan entre 24 y 48 horas para su ablandamiento. Si el agua que se añade a la cámara húmeda está a una temperatura próxima al punto de ebullición, el proceso de ablandamiento se acorta notablemente a la par que aumenta su eficacia.

Cuando, a pesar de este proceso el insecto no recupera la flexibilidad de sus articulaciones, estas se pueden humedecer con amoniaco con ayuda de un pincel.

Una vez que el insecto haya recuperado un cierto grado de flexibilidad en sus articulaciones, se procede como en el apartado anterior.

GENITALIAS

En los últimos tiempos y cada vez con más frecuencia los caracteres morfológicos genitales son utilizados como elementos taxonómicos y aún sistemáticos en el estudio de los cerambycidos. Antes de proceder a la exposición de los métodos de preparación de estas estructuras, veamos, aunque sea someramente, que estructura presenta la armadura genital masculina y femenina en los longicornios.

- Armadura genital masculina. (Fig. 1)

La armadura genital masculina se halla incluida en el último segmento abdominal estando constituida por el segmento genital, el tegmen y por el pene y su saco interno. En algunos géneros estudiados a nivel ibérico, la forma del último segmento abdominal presenta interés taxonómico a nivel específico (BAHILLO, 1991, 1992 y 1993)

Siguiendo la terminología reflejada en LINDROTH (1957), y modificada por ALONSO ZARAZAGA (1983 , 1990a y 1990b) el tegmen presenta tres partes bien diferenciadas: el **manubrio** que se halla en reposo funcional en posición ventral y representa el extremo del tegmen, el **anillo**, que rodea en reposo al pene, y la **lámina del tegmen**, situada dorsalmente sobre el pene que presenta generalmente en los *Cerambycidae* dos expansiones lobulares los **lóbulos parameroides**. Por toda la región dorsal del tegmen se hallan dispersas quetas y sensilos de diversos tamaños. El tamaño y forma de los lóbulos parameroides y la disposición y tamaño de las quetas y sensilos presentan una innegable utilidad en la diagnosis específica en algunos géneros de esta familia de coleópteros. (PEREZ IÑIGO MORA, 1979, BAHILLO, 1991 , 1992 y 1993)

El pene es una diferenciación del canal eyaculador. Se halla muy esclerotizado estando formado por dos piezas que se disponen como las valvas del pico de un ave. En la base presenta dos largas apófisis redondeadas y más o menos curvadas. Según VILLIERS (1977) la curvatura del pene y la forma y disposición de las dos piezas del "pico" tienen valor taxonómico a nivel específico. A pesar de la

afirmación de VILLIERS (op. cit.), en los géneros estudiados hasta el momento, en el mejor de los casos, se han observado diferencias a nivel específico únicamente en el ápice de las valvas del pene.

El saco interno es también una diferenciación del canal eyaculador. Es un largo tubo desprovisto de piezas esclerificadas, a pesar de ello podría presentar algún valor sistemático (SAMA, 1988).

En reposo funcional el pene se halla invaginado en el interior del abdomen. Durante la cópula, el canal eyaculador, hinchado por el líquido espermático, devagina el pene, haciéndolo salir al exterior por su abertura (phallotrema). Durante la cópula el pene (segmento abdominal XI del macho), se localiza en la vagina y útero de la hembra (segmentos XI y X respectivamente), no participando en dicha cópula el segmento VIII ni el IX.

- Armadura genital femenina (Fig. 2)

Es posible diferenciar dos partes: la armadura genital y el complejo espermatecal

A.- Armadura genital femenina: La armadura genital femenina está menos estudiada que la masculina, no existiendo un acuerdo entre los diversos autores sobre el número de segmentos abdominales que están implicados en ella.

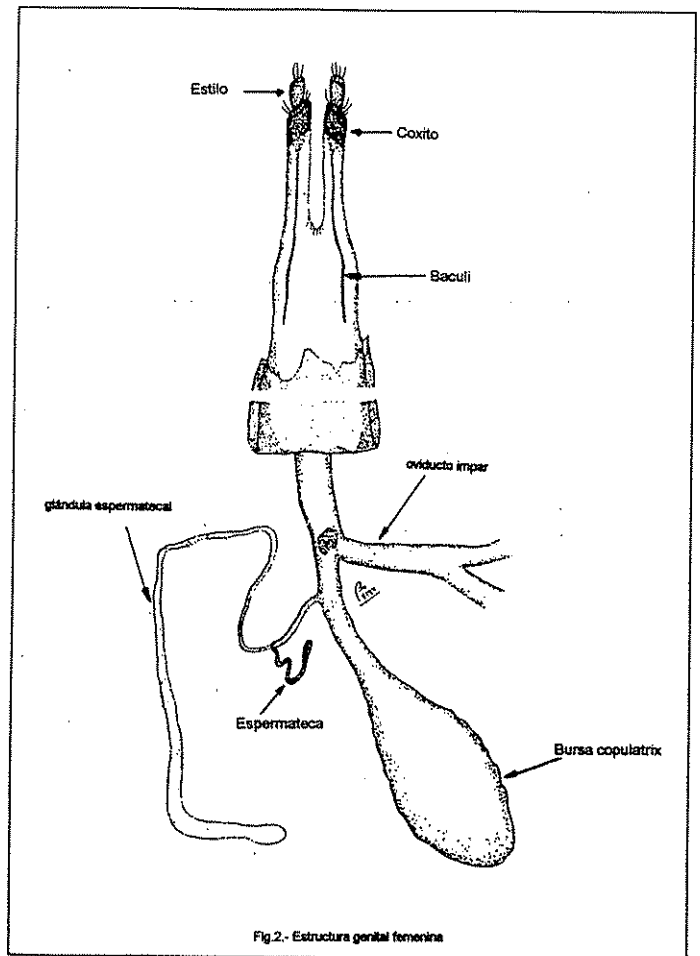
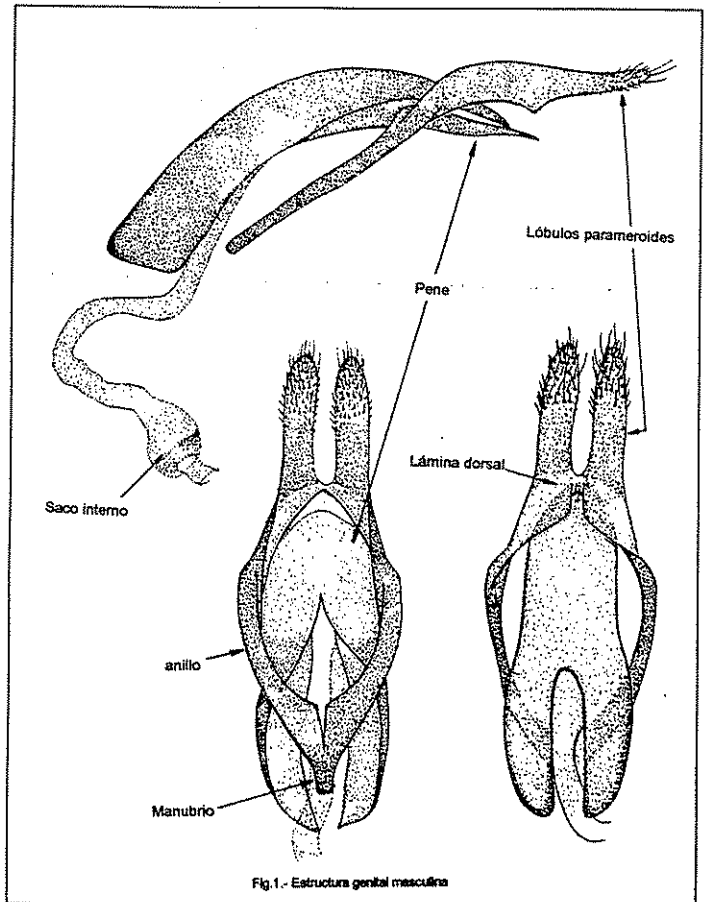
Siguiendo a VILLIERS (1977), la armadura genital femenina está constituida por los segmentos abdominales VIII, IX y X estando el segmento XI representado por una membrana que rodea al ano.

El segmento VIII forma una cubierta protectora del resto de la armadura genital y está formada por un esternito dorsal y un terguito ventral pubescentes lateral y apicalmente.

El resto de las piezas de la armadura genital forman un tubo evaginable cuya función es la ovoposición. Cuando este ovopositor no es utilizado se halla retraído en el interior del segmento VIII.

El segmento IX es el segmento genital femenino. Es de naturaleza membranosa y por lo tanto flexible, su rigidez está asegurada por la presencia de dos bastones fuertemente esclerificados, los **baculi**. El segmento IX presenta dos valvíferas generalmente bien soldadas. Cada valvífera presenta en su ápice una "valva genital" que presenta un "estilo" lateral en las formas primitivas (*Prionus coriarius*), o apical en las más evolucionadas. La vulva se abre entre estas dos valvas genitales

MARES & ROBINSON (1986) describen en el ovopositor de *Hylotrupes bajulus* L. la presencia de receptores sensoriales dispersos por el VIII y IX segmentos. Estos autores señalan cuatro tipos de receptores sensoriales que desempeñan dos tipos de funciones, unos son mecanorreceptores y dan información al insecto sobre la topografía del lugar donde van a realizar la puesta; otros son quimiorreceptores y dan información sobre la naturaleza química del sustrato garantizando de esta forma que este sea aprovechable por las larvas que nacerán de la puesta. Además parece que alguno de estos últimos receptores estaría implicado en la disposición particular que adopta la puesta de cada tipo de insecto.



B.- Complejo espermatecal: Constituida por un conjunto de estructuras tubulares membranosas en general poco o nada esclerotizadas. De la armadura genital parte la vagina que es un conducto tubular y membranoso.

En un punto de ese conducto desembocan por un lado el oviducto impar que es un conducto membranoso resultado de la fusión de los dos oviductos pares, y por otro lado la *bursa copulatrix*, conducto en forma de saco de desarrollo variable según el estado reproductor del insecto. En la zona de confluencia del oviducto impar y la bursa copulatrix con la vagina, puede estar presente una placa esclerotizada más o menos desarrollada. De la zona basal de la *bursa copulatrix* parte un tubo membranoso llamado conducto espermatecal que a una cierta distancia se bifurca en dos ramas ciegas, una muy corta y en general esclerotizada llamada espermateca (*receptaculum seminis*) y otra muy larga no esclerotizada, de desarrollo variable en las distintas especies, llamada glándula espermatecal.

En algunos géneros, por lo menos a nivel ibérico, la forma de la espermateca parece presentar utilidad taxonómica en la separación de especies próximas (BAHILLO, 1992 y 1994). HERNANDEZ (1992) ha utilizado las estructuras membranosas en la separación de las especies ibéricas del género *Agapanthia*.

ESTUDIO DE LA GENITALIA

1.- Extracción

El proceso de extracción de la estructura genital es ligeramente diferente cuando se trata de un insecto fresco o de un insecto seco.

A.- Insectos frescos.- Después de muerto el insecto y de haber esperado 24 - 48 horas para que recupere la flexibilidad de sus articulaciones la extracción de la genitalia se realiza fácilmente; se oprime el abdomen dorsoventralmente con lo que el VIII segmento abdominal queda visible. Con ayuda de unas pinzas de punta fina se coge dorsoventralmente el citado segmento, se tira hacia fuera del abdomen, con suavidad pero con firmeza para que en el proceso no se deterioren las estructuras de interés. Al extraer el VIII segmento abdominal, este arrastra hacia el exterior la estructura genital completa. A continuación se coloca esta estructura en un porta excavado con una gota de agua destilada y, a la lupa, y con la ayuda de unas pinzas de punta fina o una aguja enmangada si el tamaño de las piezas de la genitalia lo requiere, se procede a la separación de las piezas de interés.

En el caso de ejemplares macho, se separan el pigidio el tegmen y el pene. En el caso de que las uniones membranosas entre estas piezas fueran muy fuertes se sumerge la estructura genital en KOH (Hidróxido potásico) en saturación durante 1 - 2 horas, al cabo de las cuales estas membranas se habrán digerido parcialmente facilitando la separación de las piezas más esclerotizadas.

En el caso de ejemplares hembra, la estructura genital es mayoritariamente membranosa por lo que su manipulación debe ser mucho más cuidadosa.

Inicialmente se extienden las vías genitales (oviducto, glándula espermatecal, ...etc.) dejando visible la espermateca y se eliminan los restos membranosos que haya entre ellas. Así mismo se eliminan los restos de tubo digestivo. Por último se rasga la unión membranosa entre el VIII y el IX segmento abdominal, separando por completo el VIII segmento y dejando al descubierto los coxitos y tergitos del IX segmento.

B.-Insectos secos.- En el caso de que se vaya a estudiar la estructura genital de insectos de colección, por lo tanto secos, se arranca el abdomen al completo, rompiendo la articulación torácico-abdominal y se sumerge el abdomen en KOH en saturación, durante 24 horas, al cabo de las cuales, el abdomen estará completamente ablandado. Con ayuda de unas pinzas de punta fina y bajo observación a la lupa, se rasga la articulación pleural derecha del VII segmento abdominal. Se levanta el terguito de este segmento rasgando la membrana de unión con el terguito anterior, lo cual deja al descubierto el VIII segmento y a continuación se procede como en el caso anterior.

2.-Montaje de la Genitalia

Una vez extraída las piezas de interés y eliminados sus restos membranosos se procede al montaje de los mismos. Se han empleado varias técnicas de montaje, dependiendo del tipo de la genitalia y de la ubicación definitiva del insecto.

A.-Montaje en seco.- Se ha empleado este sistema para el montaje de genitalias masculinas tanto para ejemplares de la colección del autor como para ejemplares de préstamo.

Se toman las piezas de la genitalia (pigidio, tegmen y pene) después de ser convenientemente lavadas, se secan sobre papel absorbente y se pegan con goma arábica en la misma cartulina que porte el insecto o en otra aparte que se coloca pinchada en el mismo alfiler y por debajo de ésta. Todas las piezas se pegan dejando visible su superficie dorsal.

B.-Montaje en resina sintética en cartulina.- Este sistema se ha empleado principalmente para el montaje de genitalias femeninas y en menor medida para genitalias masculinas, sobre todo en el caso de ejemplares de préstamo.

Con ayuda de una taladradora, se realiza una perforación de 5 mm de diámetro en una cartulina de montar insectos. En el reverso de esta cartulina se pega un cubreobjetos de modo que tape el orificio practicado, y se deja secar quedando lista para su utilización. Como adhesivo se ha utilizado resina sintética de la marca EUKITT.

Las piezas de la genitalia que se vayan a montar según este sistema, después de limpias se sumergen en alcohol de diferentes graduaciones (progresivamente mayores) hasta llegar al alcohol absoluto para su deshidratación. El tiempo de inmersión es variable, dependiendo del tamaño de la genitalia. En general con un periodo de 10 minutos es suficiente, aunque en el caso de insectos de gran porte (*Cerambyx cerdo*,

Ergates faber, ...etc.) o con exceso de grasa abdominal, conviene prolongar este período. Después del alcohol se pasan a Xilol durante otros 5 - 10 minutos. Una vez completado el proceso de deshidratación, se toma la cartulina perforada y se deposita una película de EUKITT en el orificio perforado sobre el cubreobjetos. Sobre esta película se depositan las piezas de la genitalia orientándolas adecuadamente. Se esperan un par de minutos para que la resina se seque ligeramente sujetando las piezas de la genitalia y a continuación se coloca encima de estas piezas una gota de EUKITT rellenando el vaciado practicado en la cartulina procurando que no se desborde. Se deja 24 horas para su secado y esta preparación se pincha en el mismo alfiler que el insecto.

C.-Preparación microscópica permanente.- Se ha empleado para el montaje de genitalias de insectos de la colección del autor.

Las piezas de la genitalia se deshidratan como en el caso anterior. Una vez que las piezas están en Xilol, se coloca una gota de EUKITT en el centro de un portaobjetos. A continuación se colocan sobre la gota, las piezas de la genitalia, de modo que muestren su cara dorsal. Se procede a la adecuada orientación de estas piezas y seguidamente se coloca sobre la gota de resina un cubreobjetos. El cubre se presiona con ayuda de un palillo de madera dando golpecitos ligeros, siguiendo una trayectoria espiral desde el centro y en sentido centrífugo para eliminar las burbujas de aire que pudieran haber quedado atrapadas entre la resina sintética. Durante la operación se controla a la lupa que las piezas de la genitalia no modifiquen su colocación inicial.

En el caso de genitalias femeninas, la presión sobre el cubreobjetos deberá hacerse con sumo cuidado para evitar el aplastamiento y consiguiente destrucción de la espermateca.

En cada portaobjetos se adhiere una etiqueta con los siguientes datos

Género
Especie
Localidad de Captura
Nº de preparación

El número adjudicado a la preparación microscópica se marca en una etiqueta de 8 x 3 mm que se adjunta en el alfiler en el que está pinchado el insecto propietario de la genitalia. Así mismo existe un libro registro de las genitalias montadas siguiendo este sistema.

El primer sistema de montaje (montaje en seco) presenta la ventaja de su facilidad y rapidez de realización y constituye un buen sistema de montaje para largas series de genitalias de una misma especie en las que lo único que se busca es la confirmación de observaciones anteriores, dado que con el montaje de la genitalia en seco las labores de iconografiado de las piezas así montadas no son muy cómodas porque la goma arábiga que se emplea como medio de sujeción puede enmascarar la forma de las piezas conservadas.

Los dos últimos sistemas de montaje tienen el

inconveniente de su laboriosidad en la preparación pero permiten un iconografiado directo tanto mediante el empleo de cámara clara como para su fotografiado desde un microscopio. Para desmontar las preparaciones realizadas utilizando EUKITT, basta con sumergir la preparación en Xilol durante unas horas.

BIBLIOGRAFIA

- ALONSO ZARAZAGA, M. A. (1983) Studies on Ethiopian Apionidae (Coleoptera). I. Comments on the genus *Apionomorphus* Wagner, 1911, with description of a new South African species. *J. ent. soc. sth Afr.*, 46 (2): 241-247.
- ALONSO ZARAZAGA, M.A. (1985) Revisión de los taxones supraespecíficos de la familia Apionidae en la Región Paleártica (Coleoptera, Curculionioidea). Tesis Doctoral. Inédita. Universidad de Málaga. 881 págs.
- ALONSO ZARAZAGA, M. A. (1990) Revision of the supraspecific taxa in the paleartic Apionidae Schöenherr, 1823 (Coleoptera, Curculionioidea) 1. Introduction and subfamily Nanophyinae Seidlitz, 1891. *Fragmenta Entomologica* 21(2):205-262.
- ALONSO ZARAZAGA, M. A. (1990) Revision of the supraspecific taxa in the paleartic Apionidae Schöenherr, 1823 (Coleoptera, Curculionioidea) 2., Subfamily Apioninae Schoenherr, 1823 Introduction, Keys and descriptions. *Graellsia*, 46:19-156
- BAHILLO, P. (1991) La armadura genital masculina en la diagnosis específica de los *Arhopalus* ibéricos (Coleoptera, Cerambycidae). *Est. Mus. Cienc. Nat. de Alava* 6: 115-119
- BAHILLO, P. (1992) El género *Stenopterus* Illiger, 1804 en la Península Ibérica. (Col., Cerambycidae). *Lambillionea* XCII,2, : 128 - 140.
- BAHILLO, P. (1993) Algunos datos sobre Cerambycidae de la Península Ibérica (Coleoptera, Cerambycidae) . *Bol. Gr. Ent. Madrid*. Vol.6: 11- 20
- BAHILLO, P. (1995) *Estudio faunístico de los Cerambycidae del País Vasco. (Coleoptera, Cerambycidae)*. Tesis Doctoral (inédita) . Universidad del País Vasco. 374 págs.
- BARAGAÑO, J.R., NOTARIO, A. & G. de VIEDMA, M., (1986) Artificial laboratory breeding of xylophagous insect larvae and its application in cytogenetic studies. *Graellsia*, 62: 7-22.
- FERNANDEZ RUBIO, F. (1986) Contribución al conocimiento de las trampas portátiles para la caza de insectos. *Bol. Gr. Ent. Madrid*. Vol1 :143-155
- HERNANDEZ, J.M. (1992) Estudio de la genitalia femenina del género *Agapanthia* Serville, 1835 en la Península Ibérica y su aplicación taxonómica. (Coleoptera, Cerambycidae, Lamiinae). *Actas do V Congreso Ibérico de Entomología*. Lisboa. 499-408
- LINDROTH, C., (1957), The principal terms used for male and female genitalia in coleoptera. *Opusc. Ent.* 22: 241-256.
- MARES, J.T. & ROBINSON, W.H.; (1986). Structure of the ovopositor of *Hylotrupes bajulus*. (Coleoptera: Cerambycidae). *Annals of the Entomological Society of America*. Vol. 79. Nº 2.
- PASTRANA, J.A. (1985) *Caza, conservación y preparación de insectos*. Ed. El Ateneo. 234 págs.
- PEREZ-IÑIGO MORA, C.; (1979). Contribución al conocimiento de las especies españolas del género *Phytoecia* Muls. 1839. *Graellsia* 33: (113-142)
- SAMA, G. (1988) *Coleoptera Cerambycidae, catalogo topografico e sinonimico- Fauna d'Italia*. Calderini. Bologna. XXXVI: 216 pp.
- VILLIERS, A.; (1977) *Faune des coléoptères de France. Cerambycidae*. Vol. 1 Ed. Le Chevalier. Paris. 611 pp.