



TÉCNICAS DE COLECTA  
MONTAJE Y PRESERVACIÓN  
DE MICROARTRÓPODOS  
EDÁFICOS

JOSÉ G. PALACIOS VARGAS  
BLANCA E. MEJÍA RECAMIER

José G. Palacios Vargas  
Blanca E. Mejía Recamier

**TÉCNICAS DE COLECTA,  
MONTAJE Y PRESERVACIÓN  
DE MICROARTRÓPODOS  
EDÁFICOS**



## **Técnicas de colecta, montaje y preservación de microartrópodos edáficos**

1ª edición, 2007

© Universidad Nacional Autónoma de México,  
Facultad de Ciencias.  
Círculo Exterior, Ciudad Universitaria  
México 04510, D. F.  
cse@ciencias.unam.mx

**ISBN: 978-970-32-4316-9**

Diseño de portada: Laura Uribe

Impreso y hecho en México

# ÍNDICE

1	INTRODUCCIÓN
5	SISTEMAS DE CLASIFICACIÓN DE LA FAUNA DEL SUELO
5	Permanencia en el suelo
6	Adaptación y preferencia en el suelo
8	Tamaño
10	Régimen alimenticio
11	GRUPOS DE LA FAUNA DEL SUELO
11	Pseudoescorpionida
13	Acarida
14	Pauropoda
14	Symphyla
16	Collembola
17	Diplura
18	Protura
19	Archaeognatha y Zygentoma (=Thysanura)
21	IMPORTANCIA DE LA FAUNA EDÁFICA
23	TÉCNICAS DE COLECTA
25	<b>Manuales</b>
26	Pincel
26	Aspirador
28	Plato o Disco
28	Tamizado
29	Tamiz con embudo y sacos de Winkler
29	Tamiz con charola



31	<b>Mecánicas</b>
32	Lavado y tamizado de suelo
34	Lavado de suelo directo
36	Flotación y Película serosa o grasosa
36	<b>Selectivas y dinámicas</b>
36	Embudo de Berlese-Tullgren
42	<b>Trampas</b>
42	De “caída” (Pitfall)
44	Necrotrampas NTP-80
47	<b>PRESERVACIÓN</b>
47	Conservación en medio líquido
48	Preparaciones
49	Temporales
51	Permanentes
55	<b>TÉCNICAS DE ACLARADO, MONTAJE Y DISECCIÓN</b>
55	Aclarado
56	Montaje
59	Técnicas para el montaje de los ácaros en posición lateral
60	Disección
65	<b>BIBLIOGRAFÍA</b>
73	<b>ANEXO</b>

## INTRODUCCIÓN

La fauna edáfica juega un papel muy importante en el desarrollo y mantenimiento de la fertilidad del suelo y en la descomposición de la materia orgánica. (Pawluk 1985; Seastedt 1984; Dindal 1990; Hopkin 2002; Heemsbergen *et al.* 2004). En la actualidad se considera al suelo como un ecosistema porque está compuesto por seres vivos así como por materia orgánica y mineral, cuyas interacciones dan como resultado las propiedades químicas y físicas que lo componen, y el establecimiento de las comunidades tanto vegetales como animales (Jordana 1996; Wolters 2001).

En el suelo existe una gran diversidad de organismos, entre estos se encuentran la microfauna, la mesofauna y la macrofauna, que son los grupos más abundantes tanto en su riqueza de especies, como en densidad poblacional. El tamaño de esta fauna va a determinar la escala con la cual estos organismos van a interactuar con los factores bióticos y físicos del medio. Dentro de la microfauna y mesofauna edáfica están los microartrópodos, un grupo de artrópodos edáficos que miden de los 0.1 a los 2 mm de longitud (Kladivko 2001); los más dominantes son ácaros y colémbolos, sin embargo, también existen: proturos, dípteros, sínfilos y paurópodos, así como formas similares y especies de talla pequeña de milpiés, ciempiés, pseudoescorpiones, isópodos, coleópteros y larvas de insectos. Todos ellos tienen un papel muy importante en la descomposición y fragmentación de la materia



2

orgánica, produciendo grandes cantidades de materia fecal que favorece la integración de la materia orgánica, el reciclaje de nutrientes y la fertilidad del suelo. (Battigelli & McIntyre 1999; Edwards 1967; Lavelle *et al.* 1981; Ponge 1999).

La mayoría de ellos realizan una amplia gama de funciones que son esenciales para la formación del suelo; por lo tanto, la superficie terrestre constituye un medio particular cuyas condiciones permiten el desarrollo y la coexistencia de una gran variedad de organismos (Volkmar 2001), así como la presencia de todos los niveles tróficos esenciales: productores, consumidores primarios, secundarios, depredadores y desintegradores que a su vez influyen de manera determinante en los procesos de formación y evolución del mismo suelo (Ponge 1999).

La mayoría de la fauna edáfica que habita en el suelo se alimenta de bacterias, hongos, materia orgánica en descomposición, huevos o larvas, y también se nutren de otros artrópodos. A medida que se alimentan, participan eficazmente en la descomposición física de los restos tanto vegetales como animales, ventilan y mezclan el suelo, ayudan en la síntesis del humus y estimulan el metabolismo de las bacterias y hongos; asimismo, regulan el tamaño de sus poblaciones (Guevara *et al.* 2002; Irmler 2000; Sadaka y Ponge 2003).

El buen desarrollo de las comunidades depende de sus propias características y los factores abióticos del suelo y de los ecosistemas en general, tales como la temperatura, la humedad, el pH, la ventilación y la disponibilidad de alimento; también hay cadenas alimenticias bien definidas y una intensa competencia por la supervivencia (Huhta & Hänninen 2001; Ke *et al.* 2002; Salmon & Ponge 1999; Salmon *et al.* 2002). Los factores (bióticos y abióticos) influyen de manera considerable en la distribución espacial de los organismos del suelo. (Villani *et al.* 1999). Por lo tanto, se puede utilizar a la fauna edáfica como bioindicadora para conocer las condiciones del suelo (Van Straalen & Verhoef 1997).



Debido a la importancia que tiene la microfauna y mesofauna en el suelo es necesario estudiar las especies que ayudan a su formación. Por otro lado, tomando en consideración que en México no existe ningún manual que proporcione información general que cubra estos aspectos, el presente trabajo es una introducción a esta área de la biología, también es una herramienta básica de consulta para cualquier persona interesada en este tema, por lo que el objetivo principal de este trabajo es dar a conocer las diferentes técnicas de colecta, conservación y montaje de esta fauna edáfica.

Información particular sobre la distribución de algunas especies de ácaros y colémbolos de México puede ser encontrada en los siguientes catálogos: Palacios-Vargas 1997, Vázquez 1999, Vázquez y Palacios-Vargas 2004, Palacios-Vargas & Iglesias 2004.



## SISTEMAS DE CLASIFICACIÓN DE LA FAUNA DEL SUELO

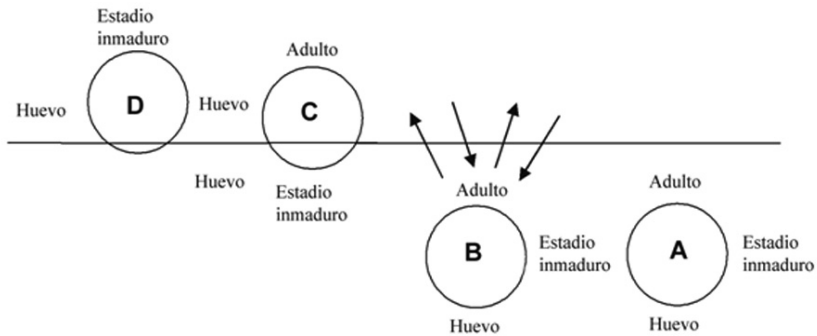
La fauna del suelo puede ser clasificada tomando en cuenta los siguientes criterios: permanencia en el suelo, adaptación y preferencia al suelo, tamaño del cuerpo y régimen alimenticio. Los caracteres que se toman en cuenta para hacer estas agrupaciones son los siguientes: morfológicos (forma, pigmentación y tamaño del cuerpo), hábitos alimenticios, movimientos a través de las diferentes capas del suelo, sensibilidad química y mecánica, fotofobia (sensibilidad a la luz), resistencia a la humedad y desecación (Cassagnau 1961; Christiansen 1964; Drift 1951; Kladvko 2001).

### **Permanencia en el suelo**

Por su permanencia en el suelo, la fauna puede ser clasificada en **geobiontes** o **fauna permanente**: son las especies que pasan todo su ciclo biológico dentro del suelo, como ocurre en la mayoría de la microflora y microfauna. Dependiendo del hábitat de preferencia, los geobiontes son los que presentan ciertas adaptaciones morfológicas, como son: estructuras aptas para la excavación, la forma y tamaño de su cuerpo, la presencia de las estructuras sensitivas, reducción de los ojos, la ausencia o disminución de la coloración del cuerpo y el tipo de sistema de locomoción (ácaros, colémbolos). Otro grupo son los **periódicos** o



**eventuales** que se caracterizan por que únicamente el adulto sale del suelo para reproducirse, por ejemplo, los ácaros prostigmados de la familia Trombidiidae. Los **geófilos** o **temporales** son los que pasan sólo una parte de su vida en el suelo, son los insectos que presentan un estado pupal (holometábolos), insectos que buscan refugio en el suelo para la hibernación o depositar sus huevos en el mismo, los depredadores que buscan presas para alimentarse en determinadas horas del día o de la noche, como por ejemplo los coleópteros, hormigas, termitas, lepidópteros y dípteros. Por último, los **transitorios**: especies que utilizan al suelo para hibernar, pero todo su ciclo de vida habitan en el follaje o troncos de los árboles (Fig. 1).



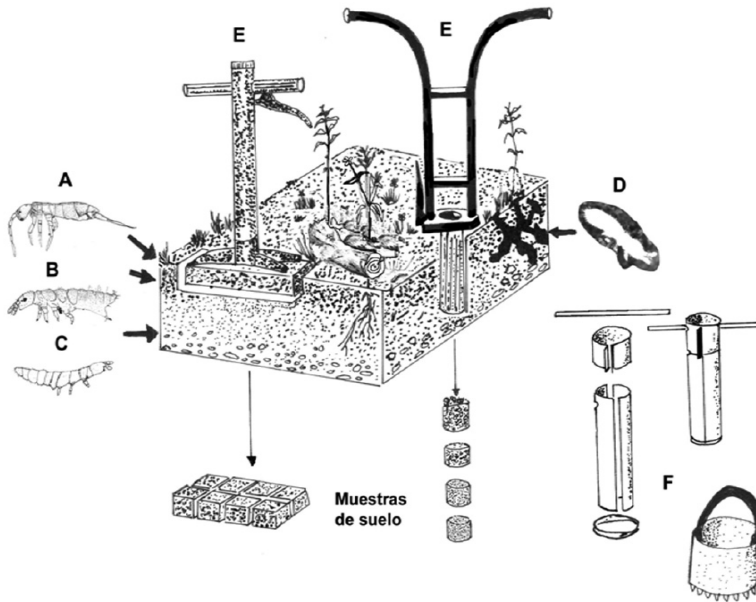
**Figura 1.** Clasificación de la fauna edáfica de acuerdo a su permanencia en el suelo. A, geobiontes o fauna permanente; B, periódicos o eventuales; C, geófilos o temporales; D, transitorios

## Adaptación y preferencia en el suelo

La abundancia y la diversidad de la fauna del suelo disminuyen apreciablemente con la profundidad. Como regla general, las especies de artrópodos más grandes son activas en la superficie del suelo, buscando el refugio temporal bajo la vegetación, los



residuos de las plantas, en troncos o rocas. Muchos de ellos, para alimentarse, hacen su recorrido sobre la vegetación herbácea superior, o sobre los troncos de los árboles. La mayoría de las especies son capaces de habitar dentro del suelo superficial (0 a 20 cm de profundidad) y otras en las partes más profundas (hasta los 80 cm o más de profundidad), por lo general dicha fauna es muy pequeña y tiene características adaptativas para estos ambientes (Villani *et al.* 1999). Son capaces de caminar a través de espacios muy pequeños y a lo largo de los espacios de las raíces, lo que influye para la distribución vertical de la fauna edáfica en los diferentes niveles del suelo (Ponge 1999). Krausse en 1929 (Rapoport 1969) clasificó a estos animales en cinco categorías, pero una de las clasificaciones más usadas es la de Christiansen (1964) que retoma la codificación de Krausse agregando dos categorías de acuerdo a las características morfológicas que presentan los colémbolos, las cuales se pueden usar para otros grupos taxonómicos. De acuerdo a esto los agrupa en: **epiedáficos**: animales que viven en la superficie del suelo y hojarasca, especies muy ágiles, con muchas sedas, con antenas, patas y fúrcula muy larga como los Entomobryidae y Sminthuridae. Los **hemiedáficos** son los que habitan el suelo orgánico, especies que presentan una reducción en el tamaño de las antenas, sedas y fúrcula como en los Hypogastruridae. Los **Euedáficos** son los que se encuentran en el suelo mineral, son los habitantes permanentes de los intersticios del suelo y muestran una disminución o carencia total de pigmento, ojos, patas, antenas, sedas y fúrcula como son los Onychiuridae. Las formas **trogloformas** son organismos que se encuentran en las cuevas y carecen de pigmento y ojos, un ejemplo de ellos son los *Arrhopalites*. Las **sinecomorfas** son los ejemplares que podemos encontrar en los nidos de insectos sociales, como los hormigueros y termiteros, es el caso de Cyphoderidae (Fig. 2A-D).

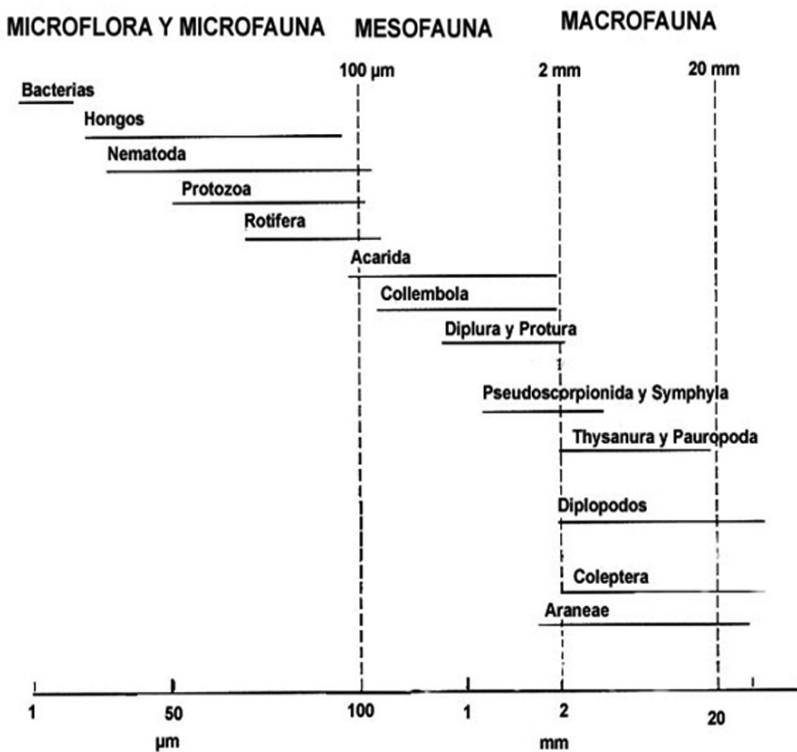


**Figura 2.** Perfil del suelo mostrando los diferentes tipos de nucleadores y la clasificación de la fauna edáfica de acuerdo con su adaptación en el suelo. A, epiedáficos; B, hemiedáficos; C, euedáficos; D, sinecomorfos; E, tipo Vannier; F, tipo O'Connor.

## Tamaño

Se han propuesto varias clasificaciones respecto al tamaño de la fauna edáfica; esta agrupación se hace tomando en cuenta el tamaño de los poros del suelo y la preferencia al microhábitat (Drift 1951; Rapoport 1969; Kladvko 2001; Swift *et al.* 1979). A partir de esto, se clasifica a la **microflora** y **microfauna**, que son los organismos menores de 0.2 mm; en este grupo podemos encontrar a las algas, hongos, protozoarios, ciertos grupos de ácaros y tardígrados. La siguiente categoría es la **mesofauna** en la cual encontramos a los individuos de tamaño mayor a los

0.2 hasta los 2 mm, aquí se incluyen a colémbolos, otros grupos de ácaros, dipluros, proturos, pseudoescorpiones, arácnidos, así como algunas especies pequeñas de coleópteros, diplópodos, quilópodos e isópodos. La **macrofauna** es la que mide de 2 mm a 20 mm, como las hormigas, termitas, arácnidos, coleópteros, quilópodos, isópodos, lombrices, opiliones, larvas de dípteros y lepidópteros (Fig. 3).



**Figura 3.** Clasificación de la fauna edáfica de acuerdo al grado de permanencia en el suelo



10

## Régimen alimenticio

De acuerdo con las preferencias alimenticias la fauna edáfica se clasifica en seis tipos (Krantz & Lindquist 1979; Luxton 1972):

1. **Macrofitófagos:** son los animales que consumen restos de plantas superiores o bien, los tejidos vegetales de plantas superiores en descomposición (hojas, floema y raíces.)
2. **Microfitófagos:** son los ejemplares que se nutren de la microflora viva (hongos, bacterias y algas).
3. **Micófagos:** son los organismos que se alimentan de hongos.
4. **Depredadores o Zoófagos:** consumen animales vivos, que son atrapados por ellos mismos.
5. **Necrófagos:** los que consumen carroña.
6. **Coprófagos:** se nutren de materia fecal de diversos animales.

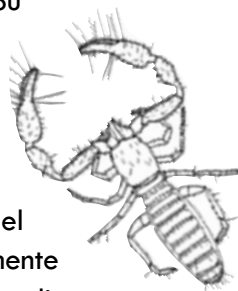
## GRUPOS DE LA FAUNA DEL SUELO

En la mayoría de los suelos la fauna está representada en un 90% por poblaciones de artrópodos, los más importantes están representados en la mesofauna, que alcanza su mayor diversidad y abundancia en donde hay una mayor calidad y cantidad de materia orgánica (Kováč *et al.* 2001; Miranda-Rangel 1997; Paoletti *et al.* 1992; Wallwork *et al.* 1985). Tomando en cuenta lo citado anteriormente, con respecto a su tamaño y afinidad al suelo, a continuación se describen los grupos que incluye la mesofauna edáfica, interés primordial del presente trabajo.

### **Pseudoscorpionida (falsos escorpiones)**

Los pseudoescorpiones son pequeños arácnidos terrestres, miden de 1 a 7 mm, y son depredadores activos. Morfológicamente se asemejan a los alacranes pero están desprovistos de metasoma y telson, no tienen una cola con aguijón. Su cuerpo está deprimido dorsoventralmente, sus colores se encuentran en una gama que va del castaño amarillento, pasando por el castaño rojizo, hasta ser totalmente negros.

Se caracterizan por presentar su cuerpo dividido en dos tagmas: el prosoma y el opistosoma, el primero se encuentra dorsalmente cubierto por un escudo quitinoso que puede ser liso





o tener pequeños tubérculos e incluso sedas, lateralmente muestra un par de ojos o simples manchas oculares. Ventralmente tiene las coxas de los pedipalpos y patas ambulatorias.

En el prosoma se localizan los seis pares de apéndices: quelíceros, pedipalpos y cuatro pares de apéndices ambulatorios. El opistosoma se encuentra externamente segmentado y no lleva apéndices; está compuesto por 12 segmentos; entre el segundo y tercer esternito se localiza la abertura genital, el opérculo genital está formado por los esternitos II y III. Los estigmas se presentan en los márgenes laterales de los esternitos III y IV. Las estructuras de importancia taxonómica para determinar a los pseudoescorpiones a nivel de género y especie son: el número de artejos en las patas, la morfología, las estructuras de los quelíceros (galea, sérrulas y flagelo), las glándulas del veneno y la disposición de las sedas (quetotaxia) (Muchmore 1990).

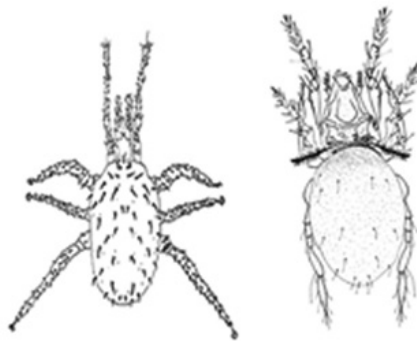
Son de hábitos nocturnos, por lo general se les puede encontrar en zonas tropicales y subtropicales en todo el mundo, son muy escasos en zonas frías, algunas especies son cosmopolitas, pero en la mayoría de los casos suelen tener una distribución más restringida. Entre los factores esenciales que caracterizan el hábitat de los pseudoescorpiones está la presencia de hendiduras en donde el animal pueda ocultarse y la humedad, ya que se desecan con mucha facilidad; la temperatura preferente es la de lugares cálidos (Muchmore 1990).

Suele encontrárseles en agrupaciones o en forma aislada, bajo la corteza de troncos, ramas, hojarasca, bajo piedras, en musgo, cuevas, poco frecuentes en nidos de animales (aves y pequeños mamíferos), en la arena de las playas y en las algas marinas. Eventualmente pueden ser foréticos de insectos y mamíferos (De la Fuente 1994).



## Acarida (ácaros)

Los ácaros representan el grupo de quelicerados más abundante, tanto en riqueza específica, como en su abundancia poblacional en los diversos ambientes. Son de tamaño pequeño, van de las 80  $\mu\text{m}$  a los 2 mm. Su cuerpo es de forma variable, piriforme, globular, discoidal, rectangular o vermiforme; dicho cuerpo está dividido en dos regiones, el gnatosoma que comprende los queléceros y pedipalpos y el idiosoma en donde se encuentran los cuatro pares de patas, la abertura genital y anal (Evans 1992).



Los ácaros de vida libre viven en toda clase de medios: acuáticos, terrestres y cavernícolas. Entre los terrestres tenemos a los que habitan los lugares húmedos como: musgo, hojarasca y suelo. Son cinco los órdenes que se encuentran frecuentemente en el suelo: Mesostigmata, Prostigmata, Astigmata, Oribatida (= Cryptostigmata) y Notostigmata (Evans 1992).

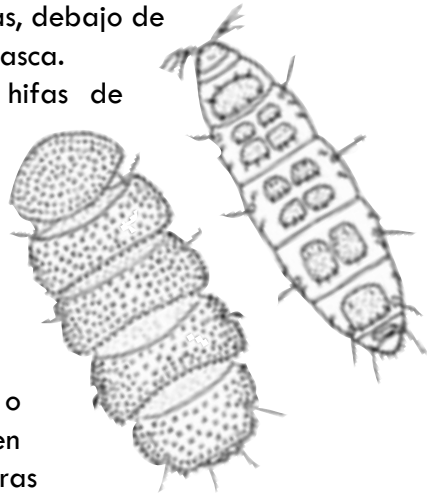


## **Paupoda (paurópodos)**

Los paurópodos son los “miriápodos” más pequeños, pueden medir cerca de 2 mm, de cuerpo blando, son ciegos y lucífugos (huyen de la luz). Su tronco está formado por 12 segmentos, poseen nueve pares de patas y los orificios genitales están en el tercer segmento del cuerpo. Generalmente son incoloros, de cabeza cónica y provista de un par de antenas triflageladas. El aparato digestivo es largo y estrecho. Carecen de aparato respiratorio. La respiración la efectúan a través de la piel y se reproducen sexualmente por medio de un espermatóforo (De la Fuente 1994).

Habitán en zonas húmedas, debajo de piedras, troncos, suelo y en hojarasca. Se alimentan de detritus vegetal, hifas de hongo y musgo. También se ha observado que ingieren sustancias semilíquidas de lombrices de tierra muertas.

Hay ciertas especies que tienen afinidad al medio en que habitan y sólo se les puede encontrar en cultivos, en bosques o pinares y con mayor frecuencia en en robledales. Mientras que a otras especies se les puede encontrar cerca del mar, bajo las piedras cubiertas parcialmente de arena.

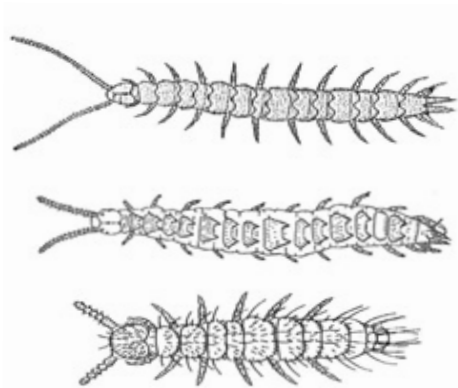


## **Symphyla (sínfilos)**

Los sínfilos son miriápodos pequeños (1 a 8 mm) con 12 pares de patas, blandos, incoloros y dotados de antenas provistas de

numerosos artejos, una característica en ellos es la de huir de la luz. Su cabeza está deprimida hacia delante, del tipo prognata; tiene un par de antenas muy largas con muchos artejos, el último de éstos lleva unas protuberancias sensoriales en forma de candelabros; debajo de cada una de las antenas se abre un estigma traqueal. Las partes bucales están colocadas en forma horizontal y dirigidas hacia delante. No tienen ojos. Poseen glándulas sericígenas (De la Fuente 1994).

Son cosmopolitas, habitan especialmente en las zonas húmedas y boscosas, generalmente en lugares oscuros. Se alimentan de vegetales, dañan las flores o raíces de plantas jóvenes (principalmente de cultivos de fresa y trigo); también



pueden alimentarse de materia orgánica vegetal o animal en descomposición. Se les encuentra bajo piedras, hojarasca, en madera en descomposición, en el suelo, así como en la orilla del mar y en las cuevas; cuando los lugares son secos, buscan la humedad bajando a las partes profundas del suelo, llegan hasta un metro de profundidad y si la lluvia es muy abundante se les encuentra en la superficie del suelo.



## **Collembola (colémbolos o colas de resorte “springtails”)**

Son hexápodos entognatos (las partes bucales se encuentran dentro de una cavidad), de tamaño pequeño de 250 micrones a 10 mm. La cabeza tiene un par de antenas con cuatro artejos, a veces subarticulados; el cuarto porta las sensilas, y el tercero, un órgano sensorial típico de los colémbolos; pueden tener hasta ocho corneolas a cada lado de la cabeza, su número puede reducirse o desaparecer en algunas especies de colémbolos. En la base de la antena puede encontrarse un órgano postantenal de forma variable, según los distintos grupos, de función olfatoria; las piezas bucales pueden ser mandíbulas masticadoras o perforadoras-chupadoras. El tórax posee tres segmentos, cada uno con un par de patas. El abdomen con seis segmentos, en el primero presenta el tubo ventral o colóforo, cuya función es mantener el equilibrio hídrico y electrolítico del organismo; en el tercero se localiza el tenáculo y en el cuarto la fúrcula, que le sirve para brincar cuando es molestado.

La forma de su cuerpo y pigmentación varía en los diferentes grupos, puede incluso variar dependiendo del ambiente en que se encuentre el organismo. También puede presentar ornamentación tegumentaria o granulaciones epicuticulares. En algunos grupos puede estar cubierta de escamas que son sedas modificadas. El número de sedas (quetotaxia) es de valor taxonómico para la

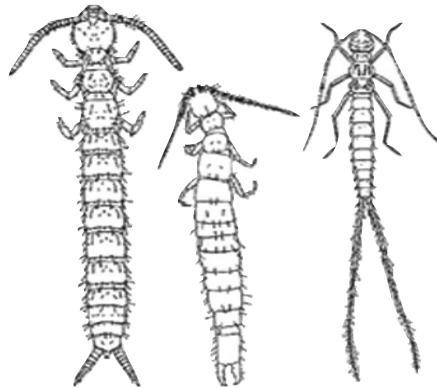


determinación de especies (Christiansen & Bellinger 1980-1981; Christiansen 1992; Hopkin 1997, 2002; Palacios-Vargas *et al* 2000).

Habitan en los suelos, bajo la hojarasca y detritus. La mayoría de los colémbolos se alimenta de hifas de hongos o de material vegetal en descomposición. La importancia de los colémbolos radica en ser uno de los grupos de artrópodos más abundantes en el suelo y hojarasca (Christiansen 1992; Hopkin 1997, 2002).

## Diplura

Son pequeños hexápodos apterigotos, blanquecinos o casi transparentes, que miden de 0.6 a 50 mm, su cuerpo es alargado y deprimido. Semejantes a los “Thysanura”, pero carecen del filamento caudal medio, sólo tienen dos apéndices al final del abdomen. Su cuerpo carece de escamas. Las piezas bucales son masticadoras, que se encuentran dentro de la cabeza (entognatos), no poseen ojos. Para la taxonomía de este grupo se hace con base en la forma y tamaño de los cercos y antenas; el desarrollo de los dipluros es ametábolo (Palacios-Vargas 2000a).



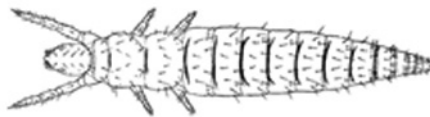


Los dipluros viven en una oscuridad casi completa, principalmente en el suelo húmedo, sobre todo en la capa de 10 a 20 cm de profundidad, pero también pueden ser localizados en la hojarasca mojada, bajo troncos en descomposición. Algunas especies habitan en cuevas y son muy especializadas. Por lo general, los medios donde se les encuentra con mayor frecuencia son los bosques, las selvas y las altas montañas.

En el ambiente edáfico se ha mencionado que junto con otros microorganismos modifican las características del suelo, tanto física como químicamente. Son depredadores, su dieta consiste en una variedad de otros habitantes del suelo tales como colémbolos, ácaros, larvas de insectos y en algunos casos de otros dipluros (De la Fuente 1994; Palacios-Vargas 2000a).

## **Protura**

Los proturos son pequeños artrópodos blanquecinos, casi transparentes, que miden de 0.6 a 1.5 mm. Su nombre indica: *pro* (hacia delante) y *uron* (cola). Su cabeza tiene forma de cono, con las piezas bucales adaptadas para chupar y se encuentran dentro de la cabeza (entognatos), no poseen ojos ni antenas. El primer par de patas (que tiene esencialmente función sensorial) es llevado hacia delante tomando la posición y la función de las antenas. Poseen estilos (que son reminiscencia de apéndices) en los primeros segmentos abdominales y también un artejo extra que se encuentra sobre la coxa de las patas (Palacios-Vargas 2000a).





Para su taxonomía se utiliza principalmente la presencia o carencia de tráqueas y estigmas, así como la estructura de los estilos. Otras características importantes son: las sensilas, el número y disposición de las sedas (quetotaxia) del cuerpo y los apéndices, en particular del primer par de patas, así como los genitales. Son ametábolos, el desarrollo de los proturos se realiza en tres mudas; al eclosionar presentan nueve segmentos abdominales y al ir mudando va aumentando hasta llegar a 12 en las formas adultas. Los proturos viven principalmente en el suelo húmedo, sobre todo en la capa que va de los 10 a 20 cm de profundidad, pero también pueden ser localizados en la hojarasca mojada y bajo troncos. Poco se sabe sobre la ecología de Protura, pero se ha observado que se pueden alimentar de hongos y ácaros muertos (De la Fuente 1994; Palacios-Vargas 2000a).

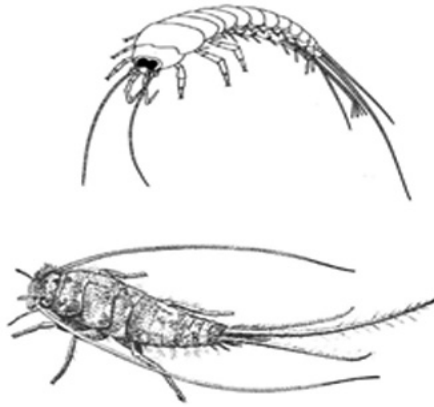
### **Archaeognatha y Zyngentoma (=Thysanura) (pececitos de plata o brinca piedras)**

Son de tamaño pequeño (2 mm) a moderado (2 cm), su cuerpo está cubierto de escamas (lo que les da un aspecto plateado), además de algunos mechones de sedas, sin embargo, algunos solamente poseen numerosas sedas finas. La mayoría son oscuros, excepto los que viven en cuevas que son blancos, casi transparentes.

Las piezas bucales son de tipo masticador. El abdomen consta de 11 metámeros, aunque el último está poco desarrollado. Suelen presentar estilos sobre las coxas de algunas patas y en varios metámeros abdominales. En su taxonomía se toma en cuenta el desarrollo de los ojos compuestos, la presencia o ausencia de ocelos, también su forma y posición con respecto a los ojos compuestos, la presencia o ausencia de escamas en los apéndices, así como la forma y constitución de las mismas (Palacios-Vargas 2000b).



La hembra pone huevos blancos redondos de los que surgen las crías cual diminutas copias de sus padres. Su ciclo de vida puede ser rápido o lento, según la temperatura, con un mínimo de tres meses y un máximo de dos años en un ambiente frío. Los pececillos de plata son principalmente de costumbres nocturnas, viven en medios naturales, bajo piedras, en cortezas, en hojarasca, suelo, en nidos de mamíferos, en lugares húmedos tales como bodegas, termiteros y hormigueros. Los tisanuros se alimentan de materia orgánica e hifas de los hongos (Palacios-Vargas 2000b)





## IMPORTANCIA DE LA FAUNA EDÁFICA

A la fauna edáfica se le considera como uno de los grupos que realiza un papel muy importante en la formación del suelo y de su fertilidad debido a que presentan una gama muy amplia de hábitos alimenticios (Faber *et al.* 1992; Ponge 1999). Mientras se alimentan, airean y mezclan el suelo, además, regulan a las poblaciones de los microorganismos del mismo. También demuestran ser excelentes indicadores de la calidad del suelo. El humus que existe en un lugar, su formación e incorporación está determinada en gran medida por el tipo de fauna que lo habita, por las características propias del suelo, el tipo de vegetación, humedad y temperatura del medio (Chernova & Kuznetsova 2000; Lucíañez & Simón 1991; Frampton 1999, 2000).

Se reconoce que la ausencia de mesofauna en un suelo determinado puede reducir la velocidad de descomposición de la materia orgánica y como consecuencia de lo anterior, una pérdida de nutrientes por lixiviación, ya que dicha fauna actúa como almacén de los nutrientes (Christiansen 1992; Hopkin 2002; Jordana 1996).

Los organismos del suelo desmenuzan la materia orgánica, haciéndola más accesible a la acción de las bacterias y hongos quienes descomponen en forma selectiva los azúcares, la celulosa y la lignina, por lo que tienen un papel primordial en las



cadena trófica (Huhta *et al.* 1988; Hopkin 2002). Además, sus actividades pueden influir en los niveles de producción primaria del ecosistema. A pesar de ser poca su biomasa, son de gran importancia en la formación de suelos profundos (15-20 cm), los cuales están constituidos completamente por heces fecales (Bardgett & Chan 1999).

También es importante señalar que los ácaros y colémbolos son los más abundantes en la mesofauna edáfica. En orden de importancia, se encuentran generalmente en primer lugar los ácaros, seguidos de los colémbolos, llegando a constituir hasta el 98% de la arthropodofauna en algunos tipos de suelo (Moreno-Moreno 1996; Garza 2003). Los colémbolos y ácaros no sólo son importantes por su abundancia, sino también por el papel que juegan en la descomposición de la materia orgánica, y el flujo de la energía dentro del sistema edáfico (Irmler 2000; Lavèlle *et al.* 1981; Petersen & Luxton 1982; Dindal 1990; Vreeken-Buijs *et al.* 1998).

Esta fauna edáfica puede ayudar en el control de agentes patógenos, como en el caso de los colémbolos que pueden reducir enfermedades al consumir hongos patógenos (Nakamura *et al.* 1992; Sabatini & Innocenti 2001). Algunos autores han señalado que ciertos ácaros y colémbolos son indicadores de diferentes grados de perturbación en el suelo (Luciañez & Simón 1991; Frampton 2000; Salmon *et al.* 2002; Salmon & Ponge 1999).

## TÉCNICAS DE COLECTA

Las técnicas de colecta para la micro y mesofauna edáfica son muy diversas, pudiendo existir algunas muy simples y otras muy complejas, algunas generales y otras muy específicas. Es importante elegir las técnicas más adecuadas para cualquier trabajo científico que se vaya a realizar, sea taxonómico, ecológico, morfológico o biológico.

En este capítulo se expondrán algunas de las técnicas más comunes, así como las modificaciones que se pueden realizar y las ventajas e inconvenientes de cada una de ellas, según el grupo particular de microartrópodos que se desee estudiar.

Las técnicas que se vayan a emplear deben estar adaptadas a los objetivos planteados:

1. Hacer un estudio morfológico o biológico que requiera la colecta de especies bien definidas en número suficiente.
2. Formar una colección didáctica.
3. Para hacer un inventario faunístico de una región determinada.
4. Realizar un estudio ecológico cuantitativo exhaustivo con el propósito de conocer la estructura de una biocenosis.
5. Llevar a cabo un estudio ecológico dinámico con la finalidad de conocer la evolución espacial y temporal de una biocenosis o de una población.



**6. Para evaluar la degradación de materia orgánica por una especie determinada.**

Los organismos que se colectan sin datos, no tienen ningún valor científico, por lo que es necesario llevar una bitácora o libreta de campo. Para cada colecta es indispensable tomar datos que son importantes en el siguiente orden decreciente: fecha, lugar preciso, altitud, vegetación, sustrato, tipo de suelo, uso del suelo, condiciones atmosféricas, pH, humedad y las coordenadas geográficas del sitio de colecta. Estos datos son útiles como base para estudios biológicos.

Al escribir en la bitácora o libreta de campo se recomienda usar lápiz o tinta insoluble al agua. Es recomendable llevar sólo hojas que se usen y si se tienen datos en otras hojas sería mejor dejarlas en un lugar seguro para no perderlas y llevar al campo únicamente las necesarias. Los datos que debe llevar la libreta de campo son:

- A. Datos personales y dirección
- B. Datos de las diferentes zonas de colecta:
  - 1. Localidad completa.
  - 2. Desarrollo de actividades.
  - 3. Tipo de colecta (técnicas usadas).
  - 4. Observaciones referentes al hábitat, condiciones climáticas, altura, factores abióticos (temperatura, humedad, precipitación, hora, luz, pH).
  - 5. Tipo de suelo.
  - 6. Vegetación de la zona de estudio.
  - 7. Hábitos de los animales observados.
  - 8. Época del año.
  - 9. Nombres de los colectores.
  - 10. Nombre y dirección de personas de la localidad que aporten algún dato de importancia para el estudio a realizar.

Cuando se quiere realizar trabajos en los que exclusivamente se capturan los ejemplares para preservarlos en colecciones taxonómicas, sin considerar los aspectos ecológicos, se están haciendo estudios cualitativos; pero si se requiere ver distribución espacial y variación temporal de la fauna edáfica, es necesario hacer colectas cuantitativas sistemáticas, se debe tomar en cuenta el tamaño de la unidad de muestreo, el número de muestras y es necesario diseñar un programa de muestreo adecuado (método sistemático) (Cancela da Fonseca 1967; Cancela da Fonseca 1969).

Existen varios métodos de colecta que pueden ser divididos en manuales, mecánicos y selectivos-dinámicos.

## Manuales

Estas técnicas se utilizan en el campo para hacer observaciones directas en el sustrato o bajo el microscopio de disección. Sin ser una técnica de extracción, permite observar a los organismos vivos en su medio. Las observaciones que se pueden obtener son a menudo muy interesantes, como el tipo de alimentación, comportamiento sexual y relaciones entre diferentes elementos de una biocenosis. Sus desventajas radican en que los animales con movimientos rápidos se escapan, por lo que son muy difíciles de capturar.

La importancia de este tipo de colecta es que nos permite observar directamente a la mesofauna edáfica y así tomar información etológica de importancia de acuerdo a los objetivos propuestos; por ejemplo, algunos ácaros (*Opilioacaridae*, *Mesostigmata* y *Prostigmata*) se les colecta mejor de esta forma sin causarles daño, pues a pesar de tener un tamaño pequeño son visibles en la superficie plana del tronco de un árbol, sobre rocas o en el follaje, particularmente cuando se desplazan.



Para la colecta manual los métodos que se pueden llevar a cabo son los siguientes: pincel, aspirador, plato o disco, tamiz o sacos de Winkler.

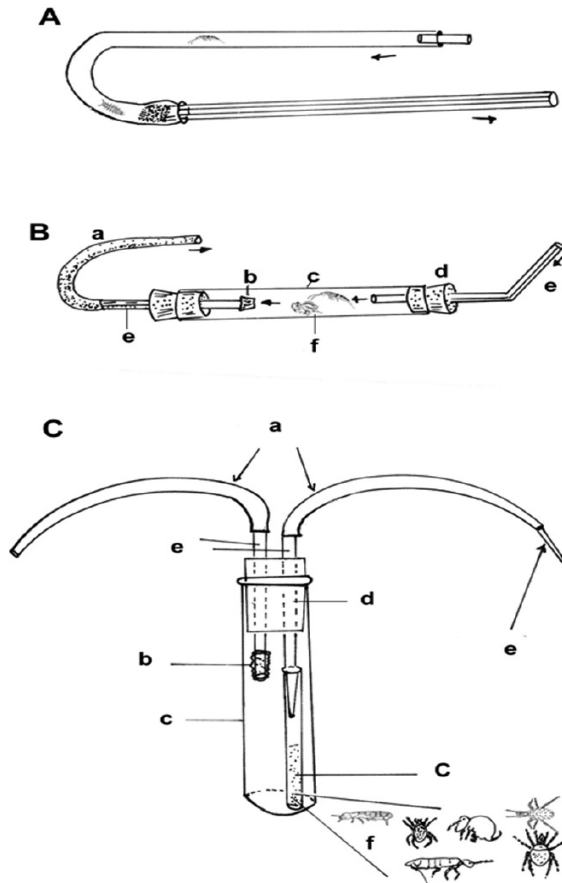
### **Pincel**

Con un pincel fino de pelo de camello, se pueden recoger los artrópodos delicados sin causarles mucho daño; se pone el pincel cerca del ejemplar, se deja que suba al pincel, se acerca el tubo o frasco colector, se le dan ligeros golpes al pincel o al girar ligeramente se deslizan y caen al frasco; esto es lo más adecuado para organismos robustos y de movimientos lentos (ácaros Cryptostigmata, Prostigmata y Mesostigmata); pero si son de movimientos rápidos o brincan, para poder colectarlos se humedece el pincel con alcohol o con agua (si se desea colectarlos vivos). La desventaja de usar el alcohol es que algunos son muy sensibles al alcohol, y al acercar el pincel húmedo brincan o se retiran rápidamente, lo que dificulta su colecta. En estos casos, lo mejor es humedecer el pincel con saliva o agua para colocarlo en un frasco con alcohol al 70%.

### **Aspirador**

El aspirador es un aparato muy útil para atrapar a pequeños artrópodos que son muy rápidos, frágiles y saltadores o para los que se encuentran en grietas de corteza y rocas. Funciona con inhalaciones humanas para atraparlos, semejante a la aspiradora que recoge el polvo. El tipo más sencillo “es el aspirador de Castro” (Fig. 4A), pero con el tiempo ha tenido una serie de modificaciones. Una manera fácil de construirlo es por medio de un tubo de vidrio o una manguera de plástico de 15-20 cm de longitud, con un diámetro de 3 cm, que permita la entrada de dos tapones de goma o corcho con una perforación, por el que pasan

los tubos de vidrio. Uno por lo general es ligeramente curvo (45°) y el otro recto. Este último, se le conecta una manguera de goma de aproximadamente 30 a 50 cm de largo, cuya extremidad



**Figura 4.** Aspiradores: A, aspirador de Castro; B, aspirador de Castro modificado; C, aspirador de Christiansen (a, manguera de goma; b, tela de tul o gasa; c, manguera de plástico; d, tapones de goma o corcho; e, tubo de vidrio; f, fauna edáfica colectada; g, tubo vial.



interna deberá estar forrada con una tela de tul o gasa para evitar que al aspirar el colector se trague los organismos; al succionar, los organismos caerán dentro del tubo. Es conveniente proteger la cara interior del tubo aspirador con una superficie blanda (un pedazo de tela o algodón), para evitar que los ejemplares se dañen al chocar contra esta superficie, debido a la fuerza con la que entran al ser absorbidos; en la figura 4B se muestran el aspirador de Castro modificado.

Para emplear el aspirador, se aproxima el tubo de vidrio al artrópodo, se succiona fuertemente por la manguera, creando un vacío parcial de modo que el ejemplar es atraído y llevado al frasco. Otra modificación hecha a este aspirador es el diseñado por Christiansen en 1992, como se puede ver en la figura 4C.

### **Plato o disco**

El uso de un plato o disco de porcelana o plástico, blanco o amarillo, se utiliza para revisar material en el campo y como instrumento de recolección para algunas especies, se coloca en el suelo y atrae a los artrópodos epiedáfcos, los cuales trepan al plato en donde pueden ser recolectados fácilmente por medio del pincel o el aspirador. Es conveniente permitir que caminen sobre la superficie, así ellos mismos se limpian de partículas adheridas al cuerpo antes de pasarlos al alcohol al 70% (Doreste 1984).

### **Tamizado**

Consiste en utilizar tamices de distintos diámetros para separar los artrópodos del suelo y los restos vegetales. Este procedimiento requiere que el tamaño de los artrópodos sea claramente diferente al de las partículas del suelo o restos vegetales. El concentrado de muestras por medio de tamices va permitir una gran concentración de fauna, pero su utilización está limitada sólo



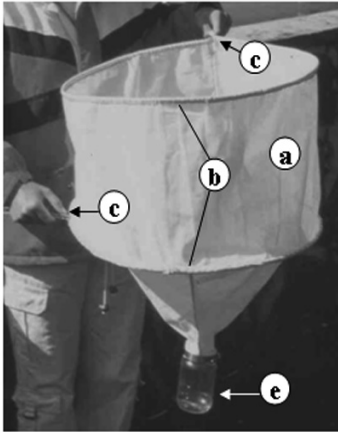
a la hojarasca y su uso puede ser perjudicial para ejemplares frágiles como los dipluros, tisanuros, prostigmados, astigmados, estadios inmaduros de oribátidos, así como los colémbolos que se dañan mucho con este método. Pero es eficiente para la extracción de organismos esclerosados como son los estadios adultos de prostigmados, oribátidos, mesostigmados, y varias familias de colémbolos. Existen dos tipos de tamizado: con embudo o con charola.

### **Tamiz con embudo y sacos de Winkler**

Es una técnica muy eficiente para ser utilizada en el campo. Consiste de un embudo (de 30 cm de diámetro) de cualquier tipo de tela resistente en que se pueda deslizar la fauna edáfica. Este embudo tiene dos aros de alambre de 30 cm de diámetro, uno en la parte superior y otro en la parte inferior. En el aro inferior se coloca un tamiz de 2 o 4 mm. Cada aro tiene una agarradera, que quedan algo desfasadas (45 grados) y al final se coloca un embudo de tela (Fig. 5A), que en su parte inferior lleva un frasco colector limpio y seco. Se deposita dentro del saco la muestra de hojarasca (Fig. 5B), y se agita para extraer y concentrar la fauna edáfica. Una vez hecho esto la muestra se revisa y se separa bajo el microscópio de disección o con una lupa; en el caso de que tenga mucha materia orgánica el frasco, se puede extraer la fauna por medio de flotación, o lo más conveniente es procesarlo en el embudo de Berlese-Tullgren.

### **Tamiz con charola**

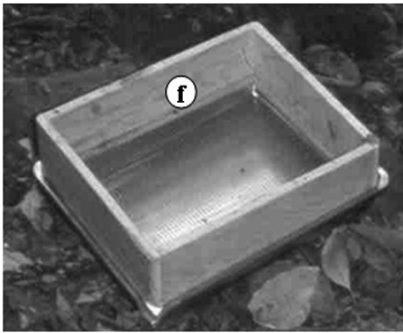
Este método es muy simple, consiste de una charola de aluminio, acero inoxidable o porcelana de 25 x 30 cm; se elabora un marco de madera un poco más pequeño, de manera que asiente bien en la parte superior de la charola. El marco, que tiene entre



A



B



C



D

**Figura 5.** A, foto de embudo de tela para la extracción de la mesofauna edáfica; B, embudo con tamiz de tela con muestra de hojarasca; C, tamiz con marco de madera y charola; D, tamiz con muestra de musgo. (a, tela; b, distancia de 30 cm; c, agarradera; d, parte interna del embudo; e, frasco colector; f, tamiz con marco de madera; h, muestra de musgo para extraer la fauna.

3 y 10 cm de altura, lleva en su base una malla metálica con una abertura aproximadamente de 5 mm (Fig. 5C).

Para la extracción de la mesofauna se coloca el marco de madera sobre la charola y posteriormente se deposita la hojarasca (Fig. 5D). Se sacude fuertemente para obtener los ejemplares, se quita el marco de madera con el tamiz, y los diversos animales se separan manualmente (pincel, aspirador), y se colocan en un frasco colector con alcohol al 70%. Para un estudio más detallado, las muestras se pueden poner en cajas de plástico y se llevan al laboratorio para procesarlas bajo el microscopio de disección o en el embudo de Berlese-Tullgren.

## Mecánicas

Con estas técnicas se lleva acabo la separación de los diferentes grupos de la mesofauna de los restos de plantas y suelo. Consiste de tres pasos: tamizado-lavado, flotación y separación, lo mejor es hacerlo en el laboratorio.

La muestra colectada, se pone en el primer tamiz (5 mm) y se lava al chorro de agua, para quitar rocas y vegetación de tamaño grande, posteriormente, se pasan por otros tamices de diferente diámetro (2 hasta 0.05 mm) separando las fracciones con salidas de agua a presión. Por último, se sumergen estas fracciones en soluciones salinas al 25%, como sulfato de magnesio, cloruro sódico, o sulfato de zinc (por ejemplo 250 gr de sulfato de magnesio en un litro de agua), en donde flotarán las partes orgánicas. Una vez conseguida la separación entre la parte mineral y la orgánica, habrá que separar los artrópodos de los restos vegetales; para lo cual la parte orgánica se sumergirá en una mezcla de benceno (cuidado con este producto porque es cancerígeno), xileno y agua, y se agita fuertemente. Los artrópodos quedarán en la parte del xileno o benceno, y el vegetal en la parte del agua.



También se puede utilizar la solución salina directamente en el suelo. En una cubeta con más o menos 5 litros de solución salina se vierte el suelo, posteriormente se remueve muy bien con la ayuda de un palo o la mano, se deja reposar unos minutos y la fauna empieza a flotar en la superficie de la solución; se colectan manualmente, con la ayuda de un pincel o unas pinzas, así como, por medio de tamices de varios diámetros.

Una desventaja de este método en particular es que se altera el medio con la solución salina y el mismo día hay que extraer la fauna o ponerla en el refrigerador. También es muy lenta la extracción de los organismos, y al separar manualmente se dañan algunos artrópodos.

Las ventajas en la aplicación de este método, son las de poder colectar los estadios inmaduros y huevos de muchos grupos.

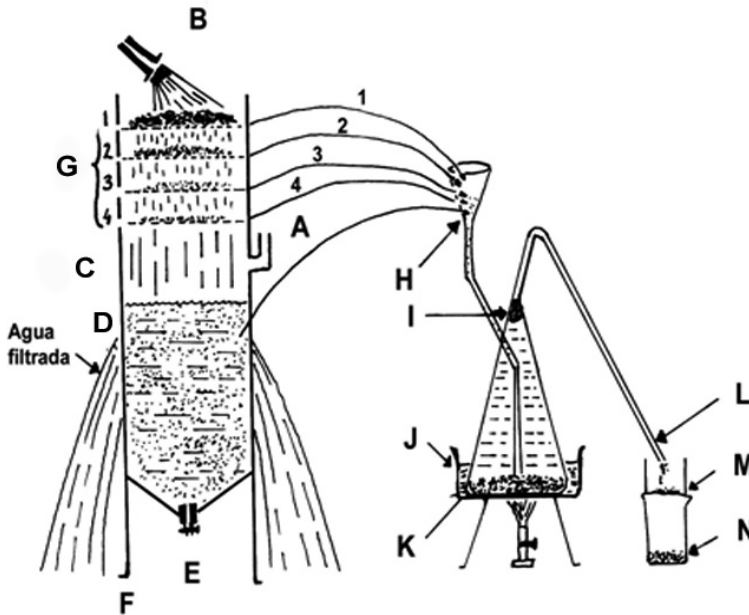
### **Lavado y tamizado de suelo**

Esta técnica la realizó por primera vez Morris en 1922 (*In Vannier 1970*), posteriormente modificada por Edwards (1967). Consiste en tres pasos: lavado-tamizado, flotación y separación.

Se inicia el proceso lavando la muestra del suelo a través de un recipiente con una serie de mallas o tamices de diferente grosor (0.05-2 mm), hasta la obtención de la fauna. Se ha modificado al reducir el tamaño de los recipientes y el orificio de las mallas para evitar pérdida de los individuos pequeños, así como para hacer más fácil su uso. El orden de extracción de la fauna edáfica es el siguiente:

1. **Lavado-tamizado de la muestra de suelo.** En esta etapa se libera a los artrópodos de las partículas de suelo, rocas, raíces y restos vegetales grandes, lavando al chorro de agua (Fig. 6A-F).

2. **Flotación.** Se vierte el lavado de la muestra a otro recipiente, el cual tiene una solución de sulfato de magnesio, la mezcla se agita, y se colecta en otro recipiente.
3. **Separación.** La fauna y la hojarasca se separan de la solución de sulfato de magnesio, en las que flotarán las partes orgánicas, se colocan en otro recipiente (de 5 cm x 15 cm de profundidad) para enjuagar con agua, se le agregan de 10 a 15 ml de benceno o xileno, se le adiciona



**Figura 6.** Método mecánico para la extracción de la fauna edáfica modificada de Aguilar y Bessard. A, ventilación; B, agua; C, pared de plástico transparente del filtro; D, mango del tamiz de la malla; E, desagüe; F, base del soporte; G, serie tamices, malla con diferentes tamaños: 0.05-2 mm; H, recipiente de los desechos; I, mesofauna y materia orgánica; J, baño María a 50°; K, materia mineral; L, desagüe; M, tamiz; N, fauna.



más agua y se agita fuertemente. La fauna queda en el benceno y la parte vegetal en el agua. Posteriormente se extraen los ejemplares, y se lavan con alcohol, para poder observarlos al microscopio de disección.

4. Otra manera de separar la fauna de la materia vegetal, es poner la muestra en un dispositivo como se muestra en la figura 6H-N, se vierte cada una de las muestras en el embudo H, el cual estará conectado a un matraz lleno de agua, y éste, a su vez, sentado en un baño maría (6J), el cual al calentar va hacer que suba la fauna y restos vegetales al tubo, quedando en el fondo el material mineral (6K); la fauna junto con algunos restos vegetales caen, con ayuda del tubo (6L), a un vaso de precipitado (con alcohol del 70%) el cual tendrá una malla (M) del diámetro de acuerdo a la fauna que se desea estudiar, en la malla quedará la materia vegetal y en el fondo la fauna colectada (6N).

### **Lavado de suelo directo**

El material utilizado para este método manual es mínimo, se compone de cubetas de plástico o de cualquier otro material, tamices de malla de 0.05-2 mm de diámetro y agua en abundancia. La unidad de muestreo puede ser de 20 a 40 cm<sup>3</sup> y una profundidad de 0-20 cm. Ya colectado el bloque del suelo, se corta en capas horizontales de 10 cm de grosor, la separación de la fauna se realiza en la zona de estudio. El siguiente paso es colocar la porción de hojarasca o suelo dentro de la cubeta con agua (10 a 15 litros), se agita ya sea con la mano o con la ayuda de un palo, y se deja reposar 5 minutos.

El contenido se vierte sobre una cubeta con un tamiz de 2 mm, se interrumpe cuando se termine el agua y que sólo quede en la cubeta grava y arena sin la presencia de vegetación y

organismos. Se examina para extraerla, porque en ésta queda la fauna de mayor talla. Se repiten los pasos anteriores con los tamices en el orden siguiente 1-0.05 mm de diámetro. El material recuperado en los tamices de menor diámetro se puede pasar a un frasco colector con alcohol de 96° y observarlo bajo el microscopio de disección en el laboratorio.

Este método es muy eficaz, el inconveniente es que se maltratan algunos grupos que presentan escamas, sedas y cutícula delgada o apéndices muy largos, como las antenas.

Este método se puede utilizar para el lavado de arena en las zonas litorales, aquí se va a poner agua de mar en la cubeta, se agita lentamente con la mano (Fig. 7). Se deja reposar también 5 minutos para dar oportunidad a que la mesofauna flote. Se toma la espuma que se forma al mover el agua con la muestra de suelo, se deposita en un frasco limpio y se traslada al laboratorio lo más pronto posible para extraer los ejemplares bajo el microscopio de disección; de lo contrario se debe conservar dentro del refrigerador, no poner alcohol u otra sustancia porque se estropea la mesofauna.



**Figura 7.** Lavado de suelo directo



### **Flotación y película serosa o grasosa**

En un balde de plástico se pone una muestra, ya sea de suelo, arena u hojarasca. Se agrega agua suficiente para poder agitar la muestra y después sacar los organismos que están flotando en la superficie. Se puede utilizar aceite para formar una capa en la parte superior, la mesofauna se pega a esta capa y se puede recoger con un pincel o por decantación al extraer el aceite con los ejemplares. Por último, los ejemplares se separan en el laboratorio bajo el microscopio de disección y se colocan en alcohol al 70% con unas gotas de éter para poder quitar la grasa que se pega al cuerpo de los organismos. Esta técnica es poco utilizada, debido a lo difícil que es quitar la película grasosa en algunos grupos.

### **Selectivas y dinámicas**

La extracción por métodos selectivos o dinámicos se basa en el propio movimiento de los artrópodos. Se utilizan los tactismos de los animales en respuesta a un estímulo, que puede ser termodinámico, luminoso o de gravedad y son los siguientes: fototropismo, en donde la luz es el principal estímulo; termotropismo, son aquellos movimientos debidos a la acción del calor; geotropismo, la tendencia del cuerpo de responder a los estímulos de la gravedad.

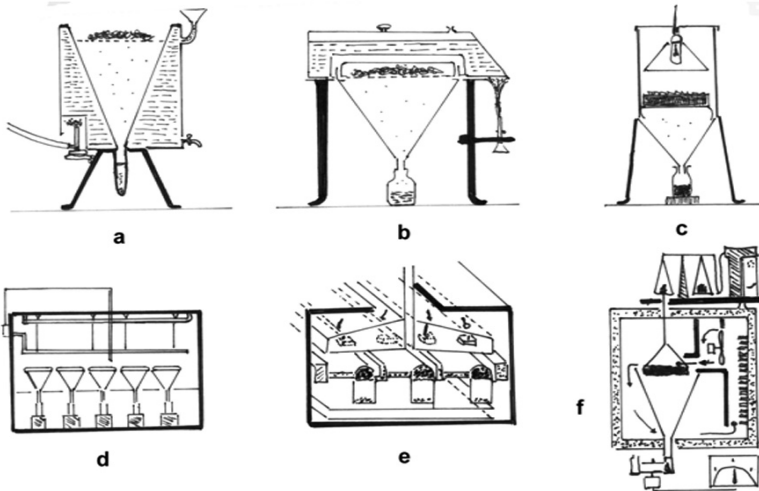
Dentro de estos métodos podemos destacar el embudo Berlese-Tullgren y la colocación de trampas, como las de caída (pitfall), necrotrampas y Barbe.

### **Embudo de Berlese-Tullgren**

El profesor Antonio Berlese fue quien utilizó por primera vez el fototropismo negativo, diseñando embudos de lámina para la extracción de la fauna edáfica, pero dicha técnica ha sufrido varias modificaciones (Fig. 8). Actualmente, una de estas

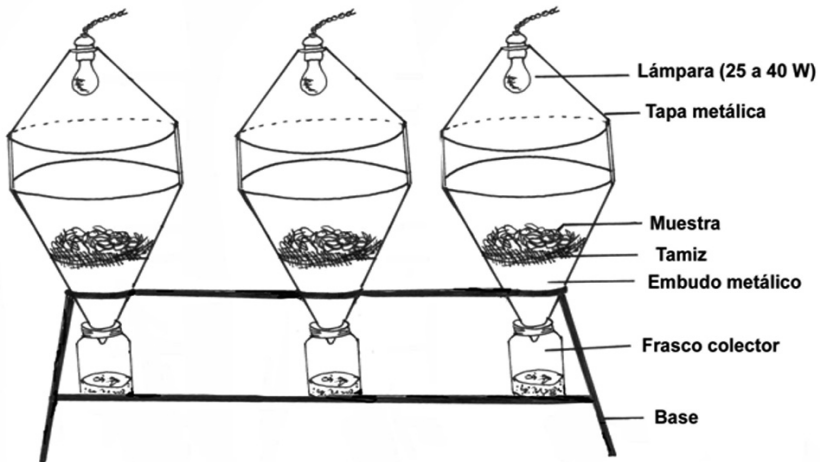


modificaciones, la de Tullgren, es la que más se emplea. Se ha colocado una fuente de luz y calor en la parte superior del embudo (un foco), así se aprovechan otros de los tactismos de la fauna edáfica (como el geotactismo positivo y la afinidad por la humedad, entre otros), que al tratar de escapar de los cambios que se generan en la muestra, atraviesan la malla del embudo y resbalan por sus paredes hasta caer en un frasco recolector con alcohol al 70%. A este embudo se le ha llamado de Berlese-Tullgren. Está compuesto por un embudo de metal, malla de alambre o tamiz, foco (fuente de calor), frasco colector con alcohol al 70% y una base metálica. Es uno de los métodos más eficientes para los estudios cualitativos y cuantitativos de muestras de suelo, hojarasca, musgo, líquenes, madera en descomposición y otros sustratos (Fig. 9) (Vannier 1970).



**Figura 8.** Embudos utilizados para la extracción de la fauna edáfica, mostrando los cambios que ha sufrido desde 1905 hasta 1964: a, embudo de Berlese; b, embudo de Krausse; c, embudo de Tullgren; d, embudo de Ford, e, embudo de Macfadyen; f, embudo de Vannier.

El embudo de metal debe estar liso por dentro, para que resbale la fauna edáfica, el tamiz de 1-2 mm de diámetro para el suelo y de 4-5 mm para la hojarasca, que se coloca a unos 5 a 10 cm de profundidad. En la base del embudo se coloca un frasco colector con alcohol al 96 o 70% (Fig. 9) dependiendo de la humedad que contenga la muestra. La distancia de la lámpara de luz de la muestra de suelo u hojarasca debe ser de 15 cm. La temperatura que se debe de utilizar va a depender de los grupos que deseamos estudiar. Para una buena extracción de la fauna edáfica sensible a la desecación o estadios inmaduros, se utiliza una fuente de luz de 15 Watts que da una temperatura de 20° C o una bombilla de 25 Watts que da unos 30-40° C; para organismos resistentes a las altas temperaturas (40 a 50° C), lo más adecuado es utilizar una lámpara de 40 Watts (Vannier 1970).



B

**Figura 9.** Grupo de embudos de Berlese-Tullgren mostrando las partes de las que está compuesto.

Algunos investigadores prefieren no utilizar fuentes de calor, debido a que las formas frágiles y estados juveniles o pequeños son dañados con el calor y no bajan; se pueden dejar por lo general 7 días. Algo parecido sucede con los suelos arcillosos que al secar muy rápido se compacta y quedan atrapados, aquí lo conveniente es desmenuzar la muestra y dejarla secar.

Una extracción sin fuente de luz debe durar de 8 a 10 días, dependiendo del tamaño de la muestra.

Lo más recomendable es no utilizar al inicio de la extracción la fuente de calor, por lo menos por 3 días y posteriormente usarla para la extracción de organismos más resistentes al calor y desecación de unos 3 a 4 días o más, hasta que esté completamente seca la muestra. Siempre es adecuado deshidratar la muestra progresivamente y no en forma rápida. Si se seca rápidamente un medio húmedo, por ejemplo hojarasca de una selva, la mayoría de los ejemplares se puede morir y no podrán ser extraídos.

Por el contrario, si no se utiliza una fuente de calor alta, en una muestra del suelo del desierto, los animales no serán molestados y no caerán al frasco colector. Se debe tomar en cuenta las condiciones de vida y el tipo de medio que habitan para hacer una buena extracción de la fauna edáfica.

El usar los embudos de Berlese-Tullgren abiertos cuando se le pone la fuente de calor, se corre el peligro de que se contaminen y caigan otros insectos (lepidópteros, dípteros u hómopteros) no edáficos, los cuales son atraídos por la luz por lo que es conveniente colocar una tapa de metal, madera o malla para proteger los embudos, como se muestra en la figura 9.

Para el procesamiento de las muestras hay que tener en cuenta ciertas precauciones, las cuales se muestran a continuación:

1. Se toma la muestra con un nucleador o sacabocados,

existen varios tipos pero los más usados son el Vannier (1970) y F. O'Connor (1957), como se muestra en la figura 2 E-F, o con la ayuda de una pala para jardín (Fig. 10).

2. La muestra no debe tapar toda la malla o tamiz, se debe poner en el centro, de manera que el aire pueda circular en el embudo.
3. En zonas con una elevada humedad y temperatura las muestras se pueden contaminar con hongos, lo conveniente es desmenuzar bien la muestra y poner fuente de luz de 15 o 25 Watts desde el inicio del procesamiento.



**Figura 10.** Colecta de muestras de suelo.



4. Si en el frasco recolector empieza aparecer una capa o nata de hongos, lo que se debe hacer es adicionar alcohol al 96° y unas gotas de éter, para evitar que se siga contaminando y que el material procesado se destruya por los hongos.
5. Al usar alcohol del 96° pueden fijarse más los músculos, lo cual podría evitar que se aclaren bien, por lo que se recomienda usar alcohol del 70%.
6. Evitar los embudos de vidrio, porque además de tener electrostática tienden a humedecer la muestra.
7. Los embudos metálicos (cobre o aluminio) son los mejores. Es necesario que las paredes internas sean lisas y que no existan suturas gruesas, ni superficies ásperas.
8. Los embudos de plástico son muy prácticos para los viajes, pero con frecuencia no son lisos, además por razones electrostáticas retienen el polvo y detritos vegetales, que pueden evitar la caída de la fauna edáfica.
9. Dependiendo del tipo de sustrato, en ocasiones conviene fraccionar la muestra y colocarla sobre el tamiz del embudo.
10. El tamaño del tamiz del embudo debe adecuarse al tipo de muestra. Lo importante es evitar que caiga materia orgánica al frasco colector, porque hace más difícil la separación de la mesofauna al microscopio de disección.
11. El tamaño del tamiz es importante, hay que tomar en cuenta el tamaño de la fauna edáfica que se estudie, para evitar la pérdida de estructuras morfológicas como podrían ser las antenas o pedipalpos. Para organismos de talla “grande” se puede utilizar una malla de 4 a 6 mm y para los pequeños de 1 a 2 mm.
12. El humo de tabaco y la ventilación, en algunos casos, se puede utilizar para acelerar la salida de algunos ácaros (Caeculidae) y de los colémbolos (Neanuridae). Algunos



autores sugieren poner sobre la muestra sustancias repelentes de insectos para acelerar el proceso, pero no es conveniente para todos los grupos.

13. Para obtener a la fauna edáfica viva en el frasco colector, se coloca papel filtro ligeramente húmedo, esta técnica se utiliza para la elaboración de cultivos.
14. La causa posible de pérdida de fauna original en la muestra, puede ser debido a que algunos grupos muy activos se escapan del embudo, o que se queden atrapados a los lados del embudo.

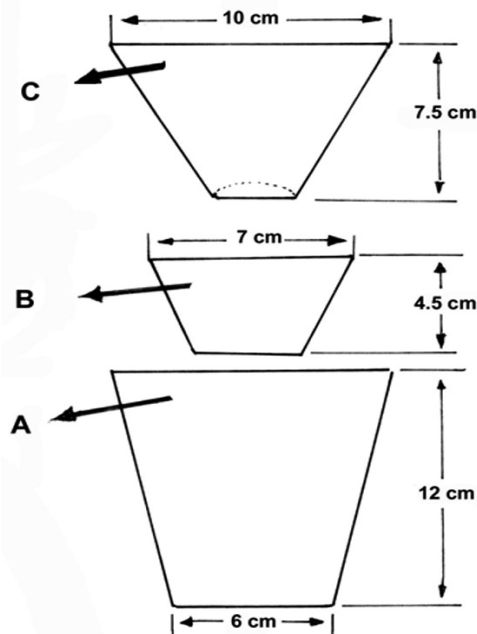
El embudo de Berlese-Tullgren es un método muy eficiente para la fauna edáfica que habita las capas internas del suelo (endógena) y en la hojarasca, pero para estudiar a los organismos que realizan su mayor actividad en la parte superior del suelo no es adecuada. Dicha fauna por lo general es menos numerosa y puede escapar de manera fácil de la superficie de la muestra, por lo que en estudios recientes se ha utilizado el método de trampas de “caída” o pitfall, barber, y necrotampas (NTP-80). Con estas técnicas de muestreo, se ha podido estudiar la gran riqueza de especies que se encuentran en estos medios epigeos, además de ser muy eficientes para el estudio de las relaciones de los organismos con los fenómenos biológicos, periódicos y factores ambientales (fenología) (Rusek, 1998).

## **Trampas**

### **De “caída” (Pitfall)**

Esta trampa se usa para hacer la colecta de artrópodos que se encuentran en la superficie del suelo (epigea), consiste de un recipiente de plástico de 500 ml (Fig. 11A), dentro del cual

se pone otro vaso de plástico de 125 ml, que va contener 15 ml de fijador (Fig. 11B) y por último, se le pone un embudo de plástico del mismo diámetro, en su parte superior, y de 3 cm en su parte terminal; el embudo se pone para evitar que la muestra sea alterada por la presencia de roedores u otros organismos (Fig. 11C). Se entierran en el suelo y se colocan en fila formando transectos de 100 m de preferencia. La trampa de caída se coloca a una profundidad de 30-40 cm. Se cubre con unos bloques de cemento o asbesto (Gisin 1970). Se pueden poner cinco trampas cada 2 metros (Josse 1965). Weeks y McIntyre en 1997 sugieren



**Figura 11.** Trampas de caída o pitfall: A, recipiente de plástico de 500 ml; B, frasco de plástico de 125 ml con el fijador; C, embudo de plástico.



poner 6 trampas por cada metro en la zona de estudio. Este método es muy eficaz para coleccionar a la fauna edáfica epigea.

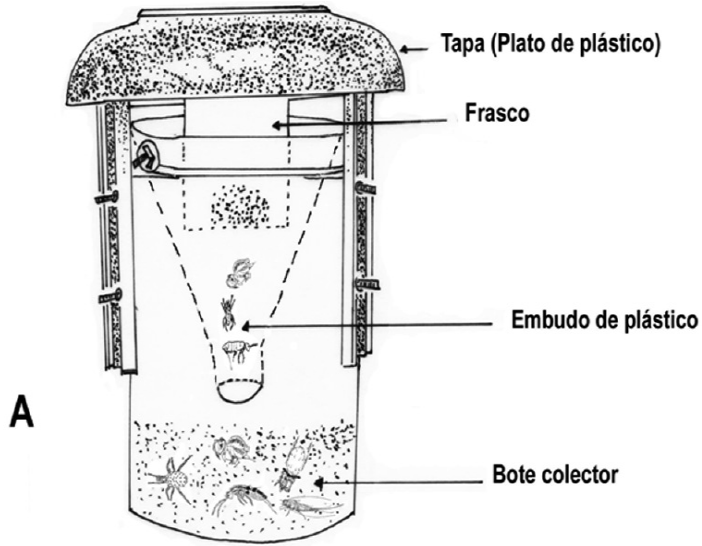
Hay diferentes tipos de fijadores que se utilizan como conservadores. Gisin (1970) utilizó 750 ml de alcohol al 95%; 250 ml de éter; 30 ml de ácido acético y 3 ml de formol al 40%. Este conservante tiene ciertas ventajas, ya que evita que se dessequen los organismos, pero su desventaja son los vapores que desprende el éter. Weeks y McIntyre (1997) sugieren utilizar como fijadores al glicol, etilenglicol (tóxico) y agua; recomienda manejarlo con cuidado. Otro reactivo menos tóxico es el formaldehído al 4% (con unas gotas de detergente y agua); Kübelböck (1982) cita que es un buen conservante, aunque sólo resulta desagradable al olfato.

Otra técnica que se utiliza también para el estudio de la fauna epigea, es la trampa de Barber, la cual es similar a la de pitfall, se requiere un recipiente de 15 cm de altura y 10 cm de ancho, de plástico o vidrio. Con una cubierta de 3 cm más de ancho del recipiente y dos estacas o palos. Se entierra el recipiente con líquido conservador (formol al 10% o 4%) y con la ayuda de las estacas se sostiene la cubierta a una distancia de 4cm del recipiente. La trampa de Barber se puede construir de manera sencilla utilizando un frasco de base ancha y abertura angosta. Se entierran a nivel del suelo y dentro se le pone conservador.

### **Necrotrampas NTP-80**

Trampa NTP-80 fue diseñada por Morón y Terrón (1984), está formada por un bote de plástico de 15 cm de altura y 14 cm de diámetro, en su parte interna está compuesta de un embudo de plástico de 14 cm de diámetro y en su parte inferior de 5cm de diámetro, que tapa parcialmente el bote colector, con lo cual se conduce a los organismos al líquido conservador (95 partes de etanol al 80% y 5 partes de ácido acético), además evita que éste se evapore (Fig. 12A). Por último, se cubre con un plato de plástico,





**B**

**Figura 12.** A, partes de las que está compuesta la Trampa NTP-80 diseñada por Morón y Terrón (1984); B, manera en que debe colocarse en la zona de colecta



para impedir que el agua y la hojarasca entren al bote colector. Entre el bote y el borde del plato se debe dejar un espacio de 3 cm. La necrotrampa se entierra y debe quedar al nivel del suelo. Para evitar que sean alteradas por factores externos, es recomendable ocultar el borde del bote con ramas u hojas (Fig. 12B).



## PRESERVACIÓN

Existen dos formas para mantener en buen estado la mesofauna en una colección científica: en un medio líquido y en preparaciones permanentes.

### **Conservación en medio líquido**

La técnica de conservación de los microartrópodos en un medio líquido se hace por lo general en alcohol 70-80% dependiendo del grupo que se trate.

Algunos autores añaden unas gotas de glicerina, con lo cual se evitará el endurecimiento del cuerpo y articulaciones asimismo permite una buena fijación de los organismos, evitando el crecimiento de hongos y manteniendo en buen estado las estructuras de los ejemplares.

Para evitar que los ejemplares se estropeen cuando usamos medios de colecta como lo es el formaldehído, refrigerante, agua salada, agua con jabón u otros, se deben pasar lo más pronto posible al alcohol a 70%, ya que se pueden descomponer o se fijan tanto los músculos que puede dificultarse su disección o aclarado.

Para formar una colección de microartrópodos en alcohol y evitar su evaporación, la mejor forma de conservarlos es colocándolos en tubos de vidrio pequeños (viales de 4 cm de



largo x 0.5 cm de diámetro). Se les pone alcohol al 70%, y se tapan con algodón, bien etiquetados (fecha, localidad, hábitat, observaciones biológicas, ecológicas y nombre del colector; género o nivel taxonómico lo más preciso posible). Se acomodan verticalmente dentro de un frasco de boca ancha con alcohol al 70% y se mantienen bien cerrados para evitar que se sequen los ejemplares. En una colección científica se pueden clasificar de acuerdo al grupo taxonómico o por zonas de colecta.

Para la conservación de los oribátidos, Balogh (1972) recomienda ponerlos en pequeños frascos con alcohol al 70%, con unas gotas de glicerina o ácido láctico; se sugiere usar el glicerol, por ser el medio de conservación más eficaz para períodos largos (más de 50 años).

Para una buena colección científica, es conveniente que se tengan tanto ejemplares en preparaciones permanentes como en alcohol (Fig. 15 B-D).

## Preparaciones

Hay dos tipos de preparaciones, las temporales y las permanentes:

- 1. Temporales:** se utiliza para identificar a la mesofauna en un período corto de tiempo, su ventaja es que se puede volver a recuperar el ejemplar para conservarlo en la colección en alcohol. Se puede hacer en ácido láctico, lactofenol o glicerina.
- 2. Permanentes:** son las que se emplean para formar las colecciones científicas y tienen un período de vida más largo (más de 50 años), se utilizan reactivos como: Líquido de Hoyer, Euparal, Bálsamo de Canadá y DMHF (polivinil-lactofenol). Algunos autores consideran que las preparaciones en líquido de Hoyer son semipermanentes.

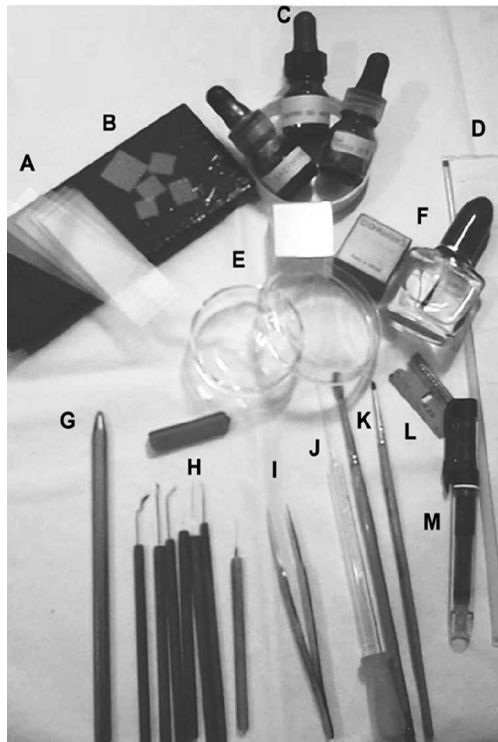
Para la elaboración de las preparaciones, se deben seguir varios pasos, esto va a depender del grupo que se desea estudiar. Lo más importante es tener el material necesario: portaobjetos, cubreobjetos, portaobjetos escavados, reactivos, etiquetas, caja de petri, barniz de uñas transparente, lápiz de punta de diamante, “cucharilla”, aguja de disección, pinzas de relojero, gotero, pinceles, navaja, estilógrafo. Para poder manipular y hacer las preparaciones de estos organismos tan pequeños (Fig. 13 A-M), lo primero es hacer una “cucharilla” con una punta en forma de cuchara para poder atrapar los diferentes grupos de la fauna edáfica, una aguja de disección para colocarlos en una posición adecuada y otra aguja muy fina para hacer las disecciones (hecha con alfileres entomológicos) (Fig. 13 H). Se pueden fabricar con un palo de madera de 10 cm de largo, con 5 mm de diámetro y una aguja entomológica de las más finas. Las “cucharillas” se fabrican de la siguiente manera: a la aguja entomológica se le quita la cabeza y por ese lado se golpea con un martillo hasta que quede lo más plana posible; se introduce al palo de madera del lado que tiene la punta, de manera que quede bien sujeta. Las agujas sólo se ensartan al palo de madera (Fig. 13 H).

### **Temporales**

Para hacer este tipo de preparaciones se coloca una gota pequeña de lactofenol o ácido láctico en el centro de un portaobjetos, se toma el ejemplar con la “palita” y se coloca sobre la gota del reactivo, después, encima se pone el cubreobjetos inclinado, dejándolo caer suavemente (Fig. 14 F). Posteriormente se observa al ejemplar bajo el microscopio óptico. Si se quiere recuperar el ejemplar, la preparación se mete a una caja de petri, se vierte un poco de agua y se mueve con cuidado. Se levanta el cubreobjetos con ayuda de una aguja de disección y se toma con una “cucharilla”

al organismo, se introduce al tubo con alcohol al 70%, se etiqueta con todos los datos de colecta. Esto es bueno emplearlo cuando se tienen numerosos ejemplares y no es importante dañar unos cuantos para poder identificarlos.

Existe otro tipo de preparaciones temporales “abiertas”, las que se utilizan para identificar y observar al ejemplar en su forma original como en el caso de algunos oribátidos y otros



**Figura 13.** Material necesario para hacer las preparaciones temporales y permanentes. A, portaobjetos; B, cubreobjetos; C, reactivos (lactofenol, potasa al 10%, líquido de Hoyer); D, etiquetas; E, caja de Petri de 5 cm de diámetro; F, barniz de uñas transparente; G, lápiz de diamante para cortar cubreobjetos; H, “cucharillas”; I, pinza de relojero; J, gotero; K, pincel delgado; L, navaja; M, estilógrafo.

grupos de la mesofauna. Se aclaran y luego se ponen unas gotas de ácido láctico en un portaobjetos excavado, se pone el cubreobjetos tapando la mitad de la superficie circular del portaexcavado, posteriormente se coloca el ejemplar. Para poder moverlo se puede hacer con la ayuda de un pincel o aguja muy fina en la posición deseada. Se puede observar bajo el microscopio de contraste de fases a 100 o 400 aumentos, posteriormente se pueden regresar al alcohol para su conservación (Balogh 1972).

### **Permanentes**

Para la identificación de la mayoría de los organismos que forman a la fauna edáfica es necesario observarlos bajo el microscopio de contraste de fases; por lo que el primer paso, el más importante, es hacer buenas preparaciones permanentes. Para esto es necesario aclarar muy bien el ejemplar; la función de estos reactivos es la de macerar los tejidos internos sin dañar el exoesqueleto, el lactofenol (ver anexo) es un ácido de los más usados; se puede dejar a los ejemplares en esta solución hasta por una semana o más a temperatura ambiente sin dañarlos. El lactofenol no reblandece el tegumento, por lo que, se puede usar un reactivo básico más corrosivo, como es el caso de la potasa (ver anexo), éste, además de macerar la materia orgánica, reblandece el exoesqueleto de los individuos.

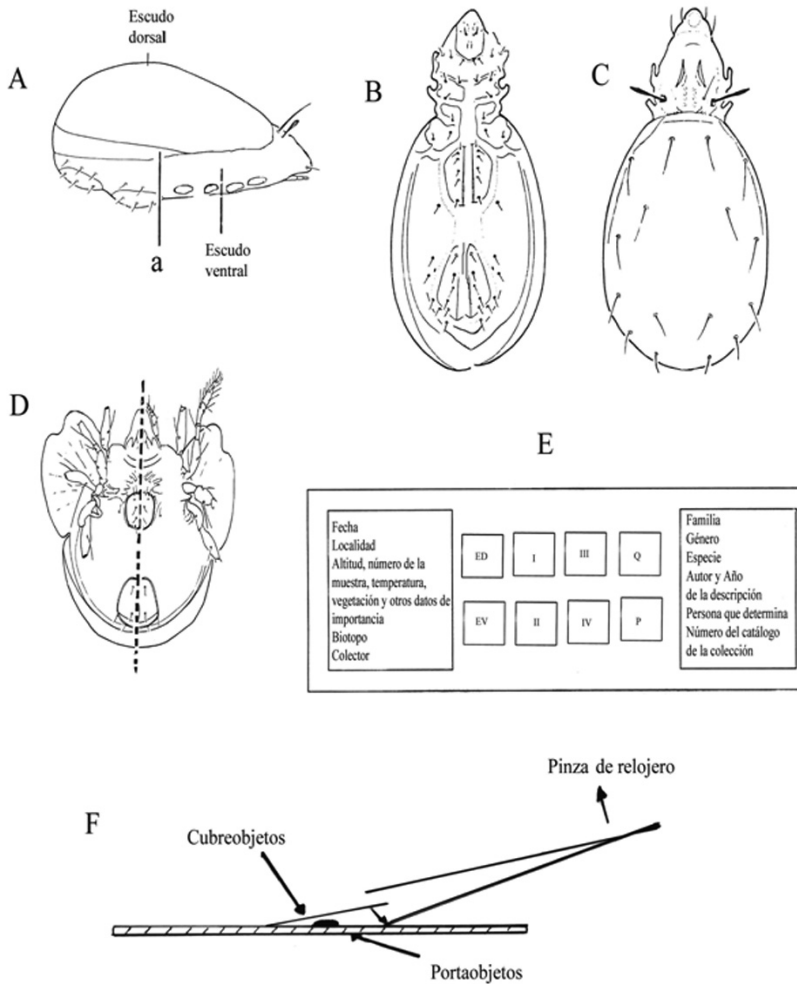
Para activar la maceración se pueden utilizar temperaturas altas en una estufa a 50°C. Cuando tenemos ejemplares grandes se puede hacer punción en la parte lateral, para facilitar la entrada del reactivo aclarante dentro del cuerpo. Cuando se requiere de una preparación urgente, se puede acelerar la reacción calentando un poco, con precaución, hasta que saque vapores, se deja enfriar y se observa bajo el microscopio de disección para ver si aclaró, de no ser así se puede volver a calentar (Krantz 1972).



Para organismos más esclerosados, existen otras clases de reactivos ácidos como lo son el ácido láctico, líquido de André, y Vitzthum (ver anexo), que tienen la misma función de aclarar. El líquido de Nesbitt (ver anexo) es un aclarante más potente que se utiliza para ejemplares que tienen mucho tiempo conservados en alcohol. Otro reactivo usado para aclarar es el líquido de Kono (ver anexo) en el cual se utiliza la glicerina como agente hidratante. Cuando se secan algunos ejemplares, preservados en alcohol o se les encuentra en plantas prensadas en herbario, se reblandecen previamente con glicerina, y se les coloca en el líquido de Kono por 48 horas. A los organismos de cutícula delgada se les debe dejar un tiempo más corto, nunca más de 48 horas (Krantz 1972).

Para el montaje de algunos grupos cuyo cuerpo es poco esclerosado, será suficiente con aclararlos, pero para los muy esclerosados y con mucho pigmento, además de aclararlos, es recomendable hacer disección.





**Figura 14.** Preparaciones: A, posición en que se debe insertar la aguja (a); parte ventral (B) y parte dorsal (C) del ácaro; D, corte longitudinal que se debe hacer a los oribátidos galumnoideos; E, datos de colecta y taxonómicos que se deben poner en preparaciones permanentes y manera en que se colocan las partes de un ácaro cuando se hace disección; F, manera en que se debe colocar el cubreobjetos.

# TÉCNICAS DE ACLARADO, MONTAJE Y DISECCIÓN

## Aclarado

Después de la extracción de los ejemplares y previamente fijados en alcohol al 70%, se siguen los pasos que se dan a continuación (dichos pasos pueden variar dependiendo del grupo particular que se va a montar entre porta y cubreobjetos):

1. En un portaobjeto excavado se pone potasa al 10% y se colocan los ejemplares hasta que tomen una coloración roja o se empiecen a transparentar.
2. Posteriormente se pasan a otro portaobjeto excavado con lactofenol, el cual se puede calentar, hasta que salga un poco de vapor, después dejar de calentar, no hervir, ya que se corre el riesgo de perder los ejemplares, dejando enfriar para después montarlos.
3. También se puede dejar el portaobjetos excavado con el lactofenol y el ejemplar dentro de una caja de Petri bien cerrada, a temperatura ambiente, por 2-5 días; esta técnica se recomienda para la fauna que se acaba de coleccionar y el calentamiento hace que se dañe la cutícula.
4. Por lo general, en los ácaros poco esclerosados y que no tienen mucho tiempo almacenados en alcohol al 70%, se



- aclaran, haciendo directamente la preparación sobre el líquido de Hoyer y calentando ligeramente en una estufa a 70° C, evitando que se formen burbujas.
5. En ácaros más esclerosados o con mucha materia orgánica dentro de su cuerpo, se ponen sobre un portaobjetos excavado con lactofenol y se pueden dejar por varios días a temperatura ambiente, pero si se quiere activar el aclarado, se ponen en una estufa a una temperatura de 45° C, por pocas horas o hasta por días.
  6. Los ácaros oribátidos y mesotigmados muy esclerosados se aclaran en ácido láctico, éstos se ponen en cápsulas de porcelana de 5 cm de diámetro o en tubos viales pequeños, los cuales se colocan en la estufa a una temperatura de 45° C, por una semana o menos dependiendo de lo esclerosados que estén. A pesar de esto, algunos no se aclaran lo suficiente por lo que es necesario hacer disección.
  7. Para aclarar mejor a los ácaros que se secaron o han estado mucho tiempo en alcohol, se recomienda el uso del líquido de Nesbitt, André o Kono. Se pone este reactivo y se deja por 1-3 días a temperatura ambiente hasta que aclare el ejemplar.

## **Montaje**

La mayoría de la microartrópodos deben observarse bajo el microscopio de contraste de fases (y con aceite de inmersión), por lo que es necesario hacer preparaciones permanentes. En un principio se utilizó el Bálsamo de Canadá, pero hoy en día lo que se utiliza con mayor frecuencia es el líquido de Hoyer que es un medio soluble en agua, sin embargo, hay que tener cuidado de secar bien la preparación, debido a que es un reactivo hidrófilo y por lo tanto tiende a absorber el agua de la atmósfera. Para

evitar esto, se deja secar la preparación de 2 a 5 días en una estufa a 40-50°C, posteriormente se sellan los bordes del cubre objetos con barniz, también se puede dejar a temperatura ambiente, o por un mes, si no se tiene estufa, esto último, si el clima no es muy húmedo, ya que se puede desarrollar moho en las preparaciones. También se puede emplear “glyptal” para sellar las preparaciones, que es la sustancia que se utiliza para sellar el embobinado de los motores.

Hay otros reactivos que se utilizan para hacer preparaciones permanentes; el Euparal tiene la ventaja de que seca rápido, no se usa xilol y es soluble en alcohol. Permite preparaciones superiores a 1 milímetro de grosor. Otro reactivo que se ha utilizado es la resina de DMHF (2, 5 dimetil-4hidroxi-3 (2H) furanona), una de las ventajas al hacer las preparaciones es que no se necesita deshidratar a los ejemplares, sin embargo, es fácil dejar burbujas si no se tiene cuidado (Halliday 1994; Gullan y Cranston 2000).

Para el montaje de los microartrópodos se deben tomar en cuenta varias características importantes, una de ellas, es su talla y el tamaño del cubre objetos. Para organismos de talla grande, se pueden utilizar portaobjetos de 18 x 18 mm y de 0.13 a 0.17 mm de grosor. Pero si los ejemplares son más pequeños, se deben utilizar cubreobjetos de 12 x 12 mm, o cortar en cuatro partes los de 22 x 22 mm, antes de hacer las preparaciones, con la ayuda de un lápiz de diamante; esto con el fin de evitar que queden en un campo muy amplio al hacer la observación al microscopio de contraste de fases.

Cuando ya está bien aclarado el ejemplar, se puede hacer el montaje, como se indica a continuación:

1. Antes de pasar el ejemplar al líquido de Hoyer, si fue aclarado en ácido láctico, se debe enjuagar en alcohol al 70%, pero si se utilizó lactofenol, como es el caso de



los colémbolos, sólo se quita el exceso. Algunos autores lavan en agua destilada, pero se corre el riesgo de que explote el organismo. Esto es importante para evitar la formación de cristales en nuestras preparaciones.

2. Lo primero que se hace es poner una gota de líquido de Hoyer en el centro de un portaobjetos.
3. Tomar el microartrópodo y ponerlo en el centro de la gota y sumergirlo.
4. Bajo el microscopio de disección se pone en la posición dorsal, ventral o lateral dependiendo de las estructuras morfológicas del grupo que se esté estudiando. En general los colémbolos y oribátidos se ponen en posición dorsal sin embargo siempre es conveniente montar algún ejemplar ventralmente. Algunos grupos requieren de disección como se indicará posteriormente.
5. Tomar un cubreobjetos y ponerlo al lado muy cerca de la gota del líquido de Hoyer formando un ángulo de  $45^\circ$  (Fig. 14F), sin hacer presión se deja deslizar suavemente.
6. Si es necesario se hace una ligera presión lateral sobre el cubreobjetos circular, para acomodarlo en la posición deseada.
7. Se etiquetan poniendo los datos de la siguiente manera: Datos de colecta del lado izquierdo: fecha, localidad, biotopo. Otros datos de importancia: (altitud, número de muestra, temperatura, etc.). Datos del colector: nombre abreviado, apellido, y por último la abreviatura de "colector" ejemplo: Rodrigo González, se pondrá, R. González, col. Los datos de la determinación del ejemplar del lado derecho, los datos taxonómicos: familia, género, especie, autor y año de la especie, así como la persona que determinó

el ejemplar como se muestra en la figura 14E. En el caso de ser una especie nueva, poner el “tipo” (holotipo, alotipo, paratipo) y colocar el número que corresponde a la numeración de la catalogación, en la colección. Actualmente en algunos centros de investigación se utilizan etiquetas con códigos de barras, que contienen mucha de la información de colecta.

8. Por último se mete la preparación a la estufa a una temperatura de 40°-50° C por 4 días, o más, de ser necesario. Para saber si está seca, con una aguja de disección se hace presión en el borde del portaobjetos y si forma un pequeño orificio, quiere decir que no lo está y se vuelve a poner a secar por más tiempo. Se sacan y limpian quitando el exceso de líquido de Hoyer con una navaja y luego se limpian los bordes con un algodón húmedo y finalmente se cubren con el barniz.

Otro método, poco usado, pero con el cual se puede hacer una buena observación sin maltratar a los oribátidos, es aclarar lo mejor posible, para después colocar al ejemplar dentro de un portaobjeto excavado, el cual va a tener ácido láctico. Poner sobre la excavación un cubreobjetos, tratando de cubrir sólo las tres cuartas partes de la excavación, para poder mover en diferentes posiciones al ácaro por la parte que quedó libre y con la ayuda de una aguja de disección fina o con la punta de un pincel muy fino se coloca en la postura deseada (Balogh 1972).

### **Técnicas para el montaje de los ácaros en posición lateral**

Para identificar a los ácaros normalmente se les monta en posición dorsal o ventral dependiendo del grupo que estemos estudiando;



pero en algunos casos, es necesario ver caracteres que sólo se pueden observar en posición lateral, como es el caso de algunos prostigmados y astigmados, en donde el edeago (pene) de los machos es de importancia taxonómica, por lo que cuando se hace la preparación es más conveniente ponerlos lateralmente (Henderson 2001), lo que se hace siguiendo los pasos que se dan a continuación:

1. Colocar una pequeña gota de líquido de Hoyer en el portaobjetos y extenderla hasta formar una capa delgada.
2. Poner el ácaro en el líquido de Hoyer y con la ayuda de una aguja de disección se sumerge y coloca en posición lateral, dejar secar el líquido, hasta que el ácaro esté firme y se quede en la posición deseada. Se puede acelerar el secado poniendo el portaobjetos en una estufa a una temperatura de 40° C por 5 o 10 minutos, o a temperatura ambiente por 30 minutos. Para saber si está seco, se pica con la aguja y si se forma un pequeño orificio está listo, si se deja secar demasiado se puede secar el ácaro.
3. Se coloca una gota de líquido de Hoyer sobre el ácaro y se pone lentamente el cubre objetos sobre él, en un ángulo de 45°. Al colocar el líquido de Hoyer se hidrata el ácaro y se queda en la posición lateral.

### **Disección**

Para observar mejor los caracteres taxonómicos de algunos grupos de la mesofauna edáfica que presentan un tegumento muy esclerosado, es necesario realizar la disección; tal es el caso

de los pseudoescorpiones, ácaros oribátidos y mesostigmados; eventualmente algunos colémbolos relativamente grandes también lo ameritan.

Para hacer la disección en los oribátidos, lo primero que se hace es poner en un portaobjeto una gota de glicerina o líquido de Hoyer, posteriormente se coloca al ácaro, y con la ayuda de agujas de disección muy finas, se separa la parte ventral, de la dorsal (Fig. 14 B-C), insertando una aguja en la parte media lateral del ejemplar, como se ve en la figura 14 A, con cuidado se trata de sacar el contenido interno evitando estropear al ejemplar; todo se hace bajo el microscopio de disección. También se separan los quelíceros, pedipalpos y patas (I, II, III, IV) se colocan en el portaobjetos como se ilustra en la figura 14 E.

Para poder hacer buena observación de alguna parte del cuerpo de los oribátidos, en particular de los de la Superfamilia Galumnoidea, es necesario hacer el montaje en posición lateral. Por lo que es necesario hacer otro tipo de preparaciones, se coloca al ejemplar en un portaobjetos en posición ventral, el cual va tener una gota de líquido de Hoyer, se deja secar por algunas horas o se pone en la estufa a 45°C por 10 minutos. Una vez que el líquido de Hoyer haya endurecido, con una navaja (muy fina) y bajo el microscopio de disección, se realiza un corte longitudinal por la línea media del ejemplar (Fig. 14 D); posteriormente se hace el montaje de las dos mitades, colocando la parte lateral externa hacia arriba.

En los Mesostigmata es necesario hacer la disección, por la dificultad para observar su quetotaxia (número y posición de las sedas); en este grupo se separa la parte dorsal, ventral y el gnatosoma, al hacer el montaje hay que tener mucho cuidado de colocar las patas bien extendidas.

En algunos colémbolos (*Symphyleona*) es difícil observar las sedas que se localizan en la parte frontal de la cabeza, por lo que es necesario realizar disección. Se coloca el ejemplar sobre





un portaobjetos, al que se le pone una gota de líquido de Hoyer en el centro y con la ayuda de una aguja de disección pequeña, se separan la cabeza del cuerpo, para después colocar la parte frontal de la cabeza hacia arriba, ya que es donde se encuentran sedas de importancia taxonómica; el cuerpo se acomoda en posición dorsal, y por último se coloca el cubreobjetos.

Las piezas bucales en los colémbolos (Hypogastruridae, Neanuridae y Brachystomellidae) son de importancia taxonómica para su identificación, pero en ocasiones, cuando el ejemplar no queda bien aclarado y se dispone de muchos ejemplares, se puede hacer una preparación, ya sea permanente o temporal, en la que al poner el cubreobjetos sobre el colémbolo, se hace una presión firme no muy fuerte, con un instrumento como la goma de un lápiz o aguja de disección, aplastándolo con mucho cuidado, hasta extraer las piezas bucales.

El método de Hoff (1949) es la técnica de disección que se sigue utilizando, tanto para los pseudoescorpiones pequeños como para los grandes. Se realiza la disección bajo el microscopio de disección, lo primero que se hace es colocar al pseudoescorpión en un portaobjetos excavado con un poco de alcohol, se separan con la ayuda de dos agujas de disección los quelíceros, los pedipalpos, el I y IV par de patas. Posteriormente se colocan en Creosota; al cuerpo se le hace una pequeña hendidura en una de las regiones pleurales del opistosoma y se coloca en una solución de KOH al 10% (caliente o fría), el tiempo de aclarado va a variar de acuerdo con el tamaño y coloración de los apéndices. Al sacar el cuerpo de la solución de potasa al 10% se lava con agua destilada y se hace presión suave con una aguja de disección al cuerpo para sacar las vísceras. Se deja el ejemplar en agua destilada por un día, para quitar los últimos residuos del cuerpo. Después del proceso de lavado se le da al cuerpo un baño rápido de HCl 1/50 normal para neutralizar el exceso de KOH. El cuerpo debe montarse con la parte ventral hacia



A



B



C



D

**Figura 15.** A, colección de preparaciones permanentes; B, colección en alcohol; C, caja de preparaciones; D, frascos con ejemplares en tubos de vidrio



arriba para facilitar la observación de las estructuras genitales. En ocasiones es necesario montar el cuerpo y los pedipalpos en portaobjetos excavados con el propósito de no deformarlos por presión, para su mejor estudio.

Después de quedar completamente claras y deshidratadas (con alcoholes graduales de 70%, 80%, 90% y absoluto), todas las partes del cuerpo del pseudoescorpión se montan en Bálsamo de Canadá.

Para mantener en buen estado la colección de preparaciones permanentes, se debe tener cuidado de almacenarlas bien secas, selladas con barniz y etiquetadas en cajas de preparaciones, las cuales a su vez se colocan en anaqueles; para la formación de las colecciones científicas, se debe hacer un catálogo del material existente, así como una revisión periódica para su cuidado y conservación (Fig.15 A-C).

## **RECONOCIMIENTOS**

El M. en C. Ricardo Iglesias Mendoza revisó el manuscrito final. Los colegas del Laboratorio de Ecología y Sistemática de Microartrópodos aportaron comentarios y bibliografía, en particular el M. en C. Leopoldo Cutz Pool.

## BIBLIOGRAFÍA

- Balogh, J. 1972. The Oribatid genera of the world. Akadémiai Kiadó, Budapest, Hungria. 188 pp.
- Bardgett, R. D. & K. F. Chan. 1999. Experimental evidence that soil fauna enhance nutrient mineralization and plant nutrient uptake in montane grassland ecosystems. *Soil Biology and Biochemistry*, 31:1007-1014.
- Battigelli, J. P. & G. S. McIntyre. 1999. Effects of long-term grazing on abundance and diversity of soil mesofauna. *In: Effects of long-term grazing on soil quality in southern British Columbia*. Ed. M. Krzie, K. Broersma, D. Thompson and A. Bomke. Report No. 3. B. C. *Ind. Develop. Und.*, (58): 25-30.
- Cancela da Fonseca, J. P. 1967. L'outil statistique en biologie du sol. III. Indices d'intérêt écologique. *Revue et Biologie du Sol*, 3(3): 381-407.
- Cancela da Fonseca, J. P. 1969. L'outil statistique en biologie du sol. V. Indices de diversité spécifique. *Revue et Biologie du Sol*, 6(1): 1-30.
- Cassagnau, P. 1961. Écologie du sol dans les Pyrénées Centrales (Les biocénoses des Collembolles) Actualités de géobiologie et d'écologie. Ed. Hermann. Paris. 235 pp.
- Chernova. N. M. & N. A. Kuznetsova. 2000. Collembolan community organization and its temporal predictability. *Pedobiologia*, 44: 451-466.



- Christiansen, K. A. 1964. Bionomic of Collembola. *Ann. Rev. Entomol.*, 9: 147-178.
- Christiansen, K. A. 1992. Springtails. *The Kansas School Naturalist*, 39(1): 1-16.
- Christiansen, K. A. & P. F. Bellinger. 1980-1981. The Collembola of North America North of the Rio Grande. A taxonomic analysis. Grinnell College, Grinnell, Iowa, USA. 1322 pp.
- De la Fuente, F. 1994. Zoología de Artrópodos. Ed. Interamericana. McGraw-Hill. 805 pp.
- Dindal, D. L. 1990. Soil biology guide. Ed. John Wiley y Sons, New York, USA. 1349 pp.
- Doreste, E. 1984. Acarología. Instituto Interamericano Coop. Agriculture, San José, Costa Rica. 391 pp.
- Drift, J. Van. 1951. Analysis of the animal community beech forest floor. *Tijdschr Entomology*, 94: 1-198.
- Edwards, C. A. 1967. Relationships between weights, volumens and number of soil animals. In: *Progress in soil biology*, Ed. Craff y Statchell, Amsterdam: 585-594.
- Evans, G. O. (1992). Principles of Acarology. C. A. B. International, UK, Cambridge. 562 pp.
- Faber, H., A. Teuben, M. Berg & P. Doelman. 1992. Microbial biomass and activity in pine litter in the presence of *Tomocerus minor* (Insecta, Collembola). *Biology and Fertility of Soil*, 12: 233-240.
- Frampton, G. K. 1999. Spacial variation in non target effects of the insecticides Chlorpyrifos, cypermethrin and pirimicarb on Collembola in winter wheat. *Pesticides Sciences*, 55: 875-886.
- Frampton, G. K. 2000. Recovery responses of soil surface Collembola after spacial and temporal changes in long-term regimes of pesticide use. *Pedobiologia*, 44: 489-501.
- Garza, M. J. 2003. Efecto de las prácticas agrícolas sobre la mesofauna edáfica con énfasis en Collembola. Tesis



- Profesional, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma México, D. F. 56 pp.
- Gisin, H. 1970. Liquides pour la fixation, l'étude, le montage et la conservation des Collemboles. *Revue et Biologie du Sol*, 7(1): 45-49.
- Guevara, R. L. Villedo & A. Nájera. 2002. Soil mesofauna patterns and experiments on leaf litter mite fungivory: Preferences, effects on fungal reproduction and decomposition. *Acta Zoológica Mexicana*, 87: 1-15
- Gullan, P. J. & P. S. Cranston 2000. The insects. An outline of entomology. 2 ed. Chapman and Hall, USA. 476 pp.
- Halliday, R. B. 1994. Microscope slides mounting media results of informal survey. Archives of Acarology List-owner: 1-11
- Heemsbergen, D.A., M. P. Berg, M. Loreau, J. R. van Hal, J. H. Faber, & H. A. Verhoef. 2004. Biodiversity effects on soil processes explained by interspecific functional dissimilarity. *Science*, 306:1019-1020.
- Henderson, R. C. 2001. Technique for positional slide-mounting of Acari. Systematic and Applied Acarology Special Publications, 7: 1-4.
- Hoff, C. C. 1949. The pseudoscorpions of Illinois. Bull. 111. *Nat. Hist. Surv.*, 24(4): 498 pp.
- Hopkin, S. P. 1997. Biology of the springtails (Insecta: Collembola). Oxford University Press, New York. 298 pp.
- Hopkin, S. P. 2002. Collembola. *Encyclopedia of Soil Science*: 207-210.
- Huhta, V., H. Setälä & J. Haimi. 1988. Leaching of N and C from birch leaf litter and raw humus with special emphasis on the influence of soil fauna. *Soil Biol. Biochem.*, 20(6): 875-878.
- Huhta, V. & S.-M. Hänninen. 2001. Effects of temperature and moisture fluctuations on an experimental soil microarthropod community. *Pedobiologia*, 45: 279-286.



- Irmeler, U. 2000. Changes in the fauna and its contribution to mass loss and N release during leaf litter decomposition in two deciduous forest. *Pedobiologia*, 44: 105-118.
- Jordana, R. 1996. Ecología y aspectos funcionales de la biodiversidad en el suelo. *II Congreso de la Sociedad Española de Agricultura Ecológica*. Pamplona-Iruña: 225-239.
- Josse, E. N. G. 1965. Pitfall-trapping as a method for studying surface dwelling Collembola. *Z. Morph. Okol. Tierre*, 55(5): 587-596.
- Ke, X., Y. Yang, W. Yin & L. Xue. 2002. Effects of low pH environment on the collembolan *Onychiurus yaodai*. *Pedobiologia*, 48: 545-550.
- Kladivko, E. J. 2001. Tillage systems and soil ecology. *Soil & Tillage Research*, 61: 61-76.
- Kováč, L., P. L'uptáčík, D. Miklišová & R. Mati. 2001. Soil Oribatida and Collembola Communities across land depression in arable field. *European Journal of Soil Biology*, 37: 285-289.
- Krantz, G. W. 1972. A manual of Acarology. 2nd. ed. Book Stores, Inc. Univ. Oregon, USA. 509 pp.
- Krantz, G. W. & E. E. Lindquist. 1979. Evolution of fytophagos mites (Acari). *Annales Review Entomological*, 24: 121-158.
- Kübelböck, G. 1982. Comparación de los artrópodos epigeos del bosque húmedo tropical y de un cultivo migratorio en San Carlos de Río Negro (Terr. Amazonas, Venezuela). *Tropical Ecology*, 23(1): 98-104.
- Lavèlle, P., E. Maury & V. Serrano. 1981. Estudio cuantitativo de la fauna del suelo en la región de la Laguna Verde, Veracruz. Época de lluvias. *In: Estudios Ecológicos en el Trópico Mexicano*. P. Reyes Ed. Inst. de Ecología A. C., México. 105 pp.
- Luciáñez, M. J. & J. C. Simón. 1991. Estudio de la variación estacional de la colembofauna en suelos de alta montaña

- en la Sierra de Guadarrama (Madrid). *Miscelania Zoológica*, 15: 103-113.
- Luxton, L. M. 1972. Studies on the oribatid mites of Danish beechwood soil. *Pedobiologia*, 12(5): 434-463.
- Miranda-Rangel, A. 2005. Estudio ecológico de los colémbolos edáficos en una huerta de durazno (*Prunus persica*) en el Estado de Michoacán. Tesis Doctorado, Facultad de Ciencias, UNAM. 105 pp.
- Moreno-Moreno, J. A. 1996. Soil mites from the high altitude pine forest in Central Mexico. *In: Acarology IX, Proceedings*, Mitchell, R., D. J. Horn, G. R. Needham & W. C. Welbourn (Eds). Ohio Biological Survey, Columbus, Ohio. Pp. 579-584.
- Morón, M. A. & R. Terrón, 1984. Distribución altitudinal y estacional de los insectos necrófilos en la Sierra del Norte de Hidalgo. *Acta Zoológica México*, 5(3): 1-47.
- Muchmore, W. B. 1990. Pseudoescorpionida. *In: Dindal, D. L. 1990. Soil biology guide*. Ed. John Wiley y Sons, New York, USA. Pp. 503-527.
- Nakamura, Y., I. Matsuzaki & J. Itasura. 1992. Effect of grazing by *Sinella curviseta* (Collembola) on *Fusarium oxysporum* f. sp. *cucumerinum* causing cucumber disease. *Pedobiologia*, 36:168-171.
- Palacios-Vargas, J. G. 1997. Catálogo de Collembola de México. Prensas de Ciencias. Facultad de Ciencias, UNAM. 102 pp.
- Palacios-Vargas, J. G. 2000a. Protura y Diplura. *In: Taxonomía y Biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. J. Llorente, E. González & N. Papavero (eds.) Biodiversidad, Vol. II. UNAM, México, D. F. : 275-281.
- Palacios-Vargas, J. G. 2000b. Archaeognatha y Zygentoma. *In: Taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento*. J. Llorente, E. González & N. Papavero (Eds.) Vol. II. UNAM, México, D. F. : 285-291.





- Palacios-Vargas, J. G., G. Castaño Meneses & B. E. Mejía Recamier. 2000. Collembola. *In: Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento. Vol. II, UNAM: 249-273.*
- Palacios-Vargas, J. G. & R. Iglesias. 2004. Oribatei (Acari) *In: Jorge Llorente-Bousquets et al. Biodiversidad, taxonomía y biogeografía de artrópodos de México: Hacia una síntesis de su conocimiento. Vol. IV, UNAM: 431-468.*
- Paoletti, M. G., D. Pimentel, B. R. Stinner & D. Stinner. 1992. Agroecosystem biodiversity: matching production and conservation biology. *Agriculture Ecosystems and Environment, 40: 3-23.*
- Pawluk, S. 1985. Soil micromorphology and soil fauna: Problems and importance. *Questions Entomologicae, 21: 473-496.*
- Petersen, H. & M. Luxton. 1982. A comparative analysis of soil fauna populations and their role in decomposition processes. *Oikos, 39: 287-388.*
- Ponge, J.-F. 1999. Interaction between soil fauna and their environment. *In: Ecological studies in forest soils, Eds. N. Nardin and J. Baumus. Research Singpost, India: 45-76.*
- Rapoport, E. H. 1969. La fauna edáfica y sus aplicaciones en la caracterización de los suelos. *In: Progressos en Biodinamica e Productividade do solo. II Congresso Lat. Amer. Biologia do solo, Brasil: 155-169.*
- Rusek, J. 1998. Biodiversity of Collembola and their functional role in the ecosystem. *Biodiversity and Conservation, 7: 1207-1219.*
- Sabatini, M. A. & G. Innocenti. 2001. Effects of Collembola on plant-pathogenic fungus interactions in simple experimental systems. *Biol. Fertil Soils, 33: 62-66.*
- Sadaka, N. & J.-F. Ponge. 2003. Soil animal communities in holm oak forest: influence of horizon, altitude and year. *European Journal of Soil Biology, 39: 197-207.*
- Salmon, S., J.-F. Ponge, & N. M. Van Straalen. 2002. Ionic identity of pore water influences pH preference in Collembola. *Soil*



- Biology & Biochemistry*, 34: 1663-1667.
- Salmon, S. & J.-F. Ponge. 1999. Distribution of *Heteromurus nitidus* (Hexapoda, Collembola) according to soil acidity: interactions with earthworms and predator pressure. *Soil Biology & Biochemistry*, 31: 1161-1170.
- Seastedt, T. 1984. The role of microarthropods in decomposition and mineralization processes. *Annales Review Entomological*, 29: 25-46.
- Swift, M. J., O. W. Heal & J. M. Anderson. 1979. Decomposition in terrestrial ecosystems. University of California Press, Berkeley, California. 323 pp.
- Vannier, G. 1970. Techniques relatives a l'extraction des arthropodes du sol. *Centre National de la Recherche Scientifique*, 7(40): 261-319.
- Van Straalen, N. M. & H. A. Verhoef. 1997. The development of a bioindicator system for soil acidity based on arthropod pH preferences. *Journal Apply Ecology*, 34: 217-232.
- Vázquez, M. M. 1999. Catálogo de los ácaros oribátidos edáficos de Sian Ka'an, Q. Roo, México. Univ. Q. Roo, CONABIO. 126 pp.
- Vázquez, M. M. & J. G. Palacios-Vargas. 2004. Catálogo de colémbolos (Hexapoda: Collembola) de Sian Ka'an, Q. Roo, México. Univ. Q. Roo, CONABIO. 123 pp.
- Vreeken-Buijs, M., J. Hassink & L. Brussaard. 1998. Relationships of soil microarthropod biomass with organic matter and pore size distribution in soil under different land use. *Soil Biology and Biochemistry*, 30(1): 97-106.
- Villani, M. G., L. L. Allee, A. Díaz & P. S. Robbins. 1999. Adaptive strategies of edaphic arthropods. *Annales Review Entomological*, 44: 233-256.
- Volkmar, W. 2001. Biodiversity of soil animals and its function. *Eur. J. Biol.*, 37:221-227.
- Wallwork, J. A., B. W. Kawill & W. G. Whitford. 1985. Distribution and diversity patterns of soil mites and another



microarthropods in a Chihuahua desert sites. *Journal Arid Environments*, 9: 15-231.

Weeks, R. & N. E. McIntyre. 1997. A comparison of live versus kill pitfall trapping techniques using various killing agents. *Entomologia Experimentalis et Applicata*, 82: 267-273.

Wolters, V. 2001. Biodiversity of soil animals and its function. *European Journal of Soil Biology*, 37: 221-227.

## **ANEXO**

### **Lista de reactivos utilizados para el aclarado y montaje de los microartrópodos**

#### **Lactofenol**

El lactofenol se prepara mezclando las sustancias en un frasco ámbar, como se describe a continuación:

Ácido láctico ..... 50ml  
Cristales de fenol ..... 50gr

#### **Potasa al 10%**

Se pone en un frasco ámbar el agua destilada y el hidróxido de potasio, se agita.

Hidróxido de potasio ..... 10gr  
Agua destilada ..... 90 ml

#### **Líquido de Nesbitt**

En un frasco ámbar se vierte el hidrato de cloral con el agua destilada, ya que esté bien disuelto, se le agrega el ácido clorhídrico, agitándolo con una varilla de vidrio.

Hidrato de cloral ..... 40gr  
Agua destilada ..... 25ml  
Ácido clorhídrico ..... 2.5ml



### **Líquido de Kono**

Se prepara vaciando el hidrato de cloral en un frasco ámbar, a continuación se le pone el agua destilada, ya que está bien disuelto se agrega la glicerina, por último se le agrega el ácido clorhídrico, deslizándolo poco a poco sobre una varilla de vidrio.

Hidrato de cloral.....	100gr
Glicerina .....	10ml
Ácido clorhídrico .....	1 ml
Agua destilada .....	50ml

### **Líquido de André**

En un frasco ámbar se colocan las sustancias en forma secuencial como se da a continuación:

Hidrato de cloral .....	10gr
Cristales de fenol .....	9gr
Agua destilada .....	1 ml

### **Líquido de Hoyer**

La goma arábica debe estar en trozos pequeños; no sirve la goma en polvo. Se van a seleccionar los pedazos más limpios y claros, los que se ponen en frasco ámbar con el agua destilada hasta que se disuelva, no se debe calentar. Se agrega el hidrato de cloral, ya que se haya integrado se pone la glicerina. Se filtra en fibra de vidrio para quitar las impurezas y así quede lo más transparente posible.

Agua destilada .....	25 ml
Goma arábica .....	15 gr
Hidrato de cloral.....	100 gr
Glicerina .....	10 ml