

ACAROLOGÍA FORENSE

MARTA INÉS SALOÑA-BORDAS¹
MARÍA ALEJANDRA PEROTTI²

Resumen: Los ácaros son artrópodos quelicerados muy diversos, adaptados a un amplio espectro de hábitats y dietas pero con una elevada especificidad. Son considerados importantes indicadores de condiciones ambientales y de impactos producidos por el ser humano por lo que nos pueden aportar información valiosa sobre el entorno donde se ha encontrado un cadáver, la ruta por la que haya podido discurrir una mercancía y otros aspectos aplicados de la ciencia forense. Por ello, no es de extrañar la presencia de especies adaptadas a entornos cadavéricos y otros restos orgánicos. El propio Jean Pierre Mégnin, veterinario forense considerado pionero en el desarrollo de la entomología forense, fue consciente de su valor como indicadores forenses y dedicó una de las fases de descomposición cadavérica a estos pequeños organismos. Dado el creciente interés del colectivo forense en incluirlos en los informes periciales, presentamos un protocolo de actuación para la recolección, conservación y custodia de los ácaros de interés forense.

Palabras clave: Ácaros, bioindicación, metodología, protocolo, conservación.

Abstract: Mites are a highly diversified group of chelicerates (arthropods) adapted to a broad spectrum of habitats and diets, presenting extreme specificity to habitats. They are considered to be important indicators of environmental conditions including those modified by human beings. Therefore, they can inform about the environment where a corpse has been exposed to, about the route of specific merchandises, as well as about other

¹ Dpto. de Zoología y Biología Celular Animal. Facultad de Ciencia y Tecnología. Universidad del País Vasco/Euskal Herriko Unibertsitatea (UPV/EHU), Barrio Sarriena s/n, 48940 Leioa, España.

m.salona@ehu.es

² Ecology and Evolutionary Research Group, School of Biological Sciences, University of Reading, Whiteknight campus, Reading RG6 6AH, UK.

m.a.perotti@reading.ac.uk

applied aspects of forensic entomology. It is not rare the presence of species adapted to cadaveric environments. Jean Pierre Mégnin, forensic veterinarian considered pioneer in the development of forensic entomology, conscious about the importance of mites as forensic indicators, was the first including mites in the decomposition process. For Mégnin, wave six was formed by mites only. Due to the increasing interest of forensic experts in including these organisms in their analysis of trace evidence, as mites are one of the most ubiquitous organisms, we have developed standards for the sampling, conservation and custody of mite evidence of forensic interest.

Key words: Mites, Acari, bioindicator, trace, methodology, protocol, conservation.

1. INTRODUCCIÓN

Los ácaros son artrópodos de reducido tamaño que pasan desapercibidos a los ojos profanos. Por ello, a pesar de que MÉGNIN (1894, 1895) ya destacara su presencia en las fases más tempranas de la descomposición cadavérica, e incluyera una escuadra (fase de la sucesión de fauna cadavérica) especialmente dedicada a ellos, su presencia en informes forenses sigue siendo escasa e imprecisa. Es más, en un segundo caso descrito en Francia a finales del siglo XIX se emplean ácaros como indicadores forenses (BROUARDEL, 1879, PEROTTI, 2009). Aun así, éstos seguirán siendo obviados en las inspecciones oculares rutinarias a lo largo del siglo XX salvo contadas excepciones. Bien por la dificultad de diferenciarlos entre los restos cadavéricos bien por la complicación que supone recolectarlos e identificarlos, el registro y uso de ácaros sigue siendo escaso en trabajos periciales; pocos son los investigadores que incluyen citas de ácaros en sus informes forenses (DE JONG & HOBACK, 2006, LECLERQ & VAILLANT, 1992, SALOÑA *et al.*, 2010, SALOÑA BORDAS & PEROTTI, 2014). Con frecuencia, expertos forenses sin experiencia en acarología aportan identificaciones de dudosa fiabilidad, o imprecisas a nivel de Familia, Orden o simplemente de Clase (*cf.* ARNALDOS *et al.*, 2005, CASTILLO MIRALBÉS, 2002, MERRITT *et al.*, 2007). Sin embargo, es sabido que los ácaros se encuentran relacionados con diferentes fases de reducción cadavérica, incluidos estados frescos, tanto en seres humanos como en otros seres vivos (BRAIG & PEROTTI, 2009, GOFF, 1989) y que aportan información relevante sobre la conexión entre un sospechoso y un crimen (PEROTTI & BRAIG, 2010).

OCONNOR (2009) destaca como principales causas derivadas de esta falta de atención no sólo el microscópico tamaño de los ácaros, sino también la dificultad de separar adecuadamente los principales taxones antes de solicitar el debido asesoramiento a un experto para su correcta identificación específica. Es más, muchas especies de interés forense permanecen sin ser descritas debido precisamente a estas dificultades taxonómicas. De

hecho, sin la colaboración directa de uno o más expertos en taxonomía de ácaros, la mayoría de las citas periciales a nivel de especie son poco fiables. Una revisión de más de 100 años de publicaciones que incluyen especies de ácaros asociadas a cadáveres detecta errores y detalla imprecisiones en aquellos trabajos forenses que han citado ácaros sin haber sido identificados por ningún acarólogo (BRAIG & PEROTTI, 2009). Como ejemplo de la complejidad que supone abordar toda la diversidad de ácaros que existe en nuestros suelos, podemos mencionar la revisión que fue preciso realizar de una especie que había sido recogida en un bosque de Vizcaya (SALOÑA *et al.*, 2010) y que tras una profunda revisión bibliográfica fue finalmente asignada a una especie descrita en las Islas Galápagos y que no había vuelto a ser citada desde entonces (MAŠAN *et al.*, 2013). Lamentablemente, la falta de atención hacia evidencias entomológicas una vez que prescribieron otros casos donde se citó el ácaro *Proctolaelaps* asociado a cadáveres hizo que no se conservaran ejemplares de casos forenses previos descritos en diferentes regiones biogeográficas y que bien podrían haber pertenecido a esta misma especie, la cual ha sido catalogada como el primer ácaro indicador forense (MAŠAN *et al.*, 2013). Sólo tras la debida revisión de las especies asociadas a restos cadavéricos en diferentes continentes podremos iniciar el registro de los principales indicadores forenses dentro de la Acarología. Por ello, en 2008 se inició la primera colección de referencia de ácaros asociados a restos cadavéricos que queda bajo la custodia del laboratorio de Acarología de la Universidad de Reading (Acarology Lab, School of Biological Sciences).

No obstante, para contribuir a incorporar la Acarología dentro de las técnicas de investigación forense, es fundamental establecer un protocolo de actuación ante evidencias acarológicas, tal y como se ha establecido ya para los insectos (AMENDT *et al.*, 2007, 2015, ARNALDOS *et al.*, 2006). Debemos tener en cuenta que encontramos especies de ácaros en casi todos los medios terrestres), dada su ubicuidad, pero con especificidad respecto a sus micro-hábitats. Al pasar desapercibidos por su pequeño tamaño, su valiosa contribución como prueba pericial se pierde. Los ácaros presentan elevada especificidad de hábitat por lo que pueden explicar, por ejemplo, movimientos de cadáveres, o contaminaciones cruzadas que invaliden las pruebas periciales si no son debidamente analizadas por un experto, etc. Por ello, la necesidad de extremar las medidas de prevención y protección de muestras recogidas durante una inspección pericial forense debe ser máxima, y la higiene del puesto de trabajo debe cuidarse esmeradamente durante todo el proceso, incluida la conservación posterior de las muestras.

Si la necesidad de llevar vestimenta adecuada durante la inspección de un entorno es importante en entomología forense, en el caso de la acarología estas medidas deben ser extremadas, dado que se trabaja con material microscópico, poco evidente a nuestros ojos, y los riesgos de contaminación cruzada son elevados. Hay especies que causan reacciones alérgicas en la piel y vías respiratorias de determinadas personas conectando a un individuo con un lugar específico. Dado que las picaduras de determinadas espe-

cies de artrópodos son altamente alergénicas y pueden transmitir enfermedades infecciosas, las normativas de prevención laboral obligan a protegerse adecuadamente durante la recolección de las pruebas. PRICHARD *et al.*, 1986 conectan a un sospechoso con el lugar de un crimen gracias a las marcas de picaduras producidas por una especie de Trombicúlido que había sido recolectado en el lugar de los hechos y había producido lesiones similares al inspector del caso.

2. ANATOMÍA DE UN ÁCARO

De cara a facilitar la comprensión de la identidad de los ácaros como artrópodos diferentes de los insectos, realizaremos una breve descripción de sus principales características. No obstante, debemos destacar que han sido descritas más de 30.000 especies agrupadas en 6 órdenes diferentes pertenecientes a 2 superórdenes (KRANTZ & WALTER, 2009). De ellas, más de 100 especies han sido citadas de restos cadavéricos (Tabla 1). No sólo su observación es compleja, del mismo modo su correcta identificación puede resultar conflictiva y existen diversas propuestas para su clasificación basada en modificaciones de su modelo corporal. Por ello, tan sólo realizaremos una breve descripción de los principales caracteres diagnósticos que nos permiten reconocer y diferenciar a los ácaros de otros artrópodos como los insectos.

Como el resto de los artrópodos, los ácaros presentan el cuerpo dividido en regiones corporales o tagmas. Estas regiones son diferentes de las que observamos en un insecto, no existiendo una cabeza como tal ni antenas. Igualmente carecen de mandíbulas, presentando un par de apéndices preorales quelados, los quelíceros. Es más, la división corporal en regiones puede ser diferente si observamos al animal en vista dorsal o en vista ventral (Figura 1). Estas diferencias unidas a su pequeño tamaño, les hacen especialmente difíciles de ver y de romper, haciendo gala a su nombre (gr. Ακαρής, Ακαρι, diminuto, que no se corta). Las técnicas de microdissección de sus apéndices y otras regiones de interés taxonómico requieren de una pericia especial y del apoyo de lentes de gran aumento.

Las dos regiones principales, prosoma o parte anterior del cuerpo donde encontramos los quelíceros y palpos, y opistosoma o parte posterior del cuerpo donde desembocan las aberturas genital y anal están protegidas por sus correspondientes placas y pueden verse fuertemente modificadas en los diferentes grupos de ácaros. La base de las patas suele fusionarse en una placa podosomal apreciable ventralmente (Figura 1), que puede articularse en la zona media para dar cierta flexibilidad al cuerpo del animal.

WALTER, 2005 aporta un glosario ilustrado que nos permite introducirnos en la compleja nomenclatura de este grupo tan diverso.

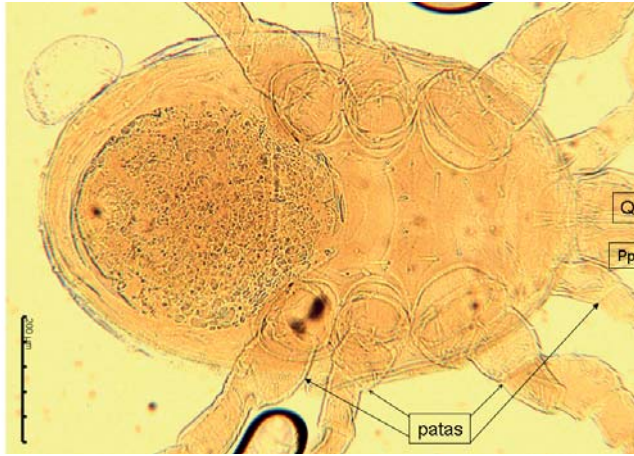


Figura 1: *Macrocheles* sp. Ácaro mesostigmata en vista ventral. Apreciándose la apertura del estigma traqueal entre el tercer y cuarto par de patas. Q: quelícero, Pp: pedipalpo.

3. LOS ÁCAROS COMO INDICADORES FORENSES

Por su pequeño tamaño y su ubicuidad, es muy fácil que las muestras recolectadas puedan verse contaminadas por la fauna circundante, por lo que la necesidad de tomar medidas preventivas debe ser máxima cuando se realiza la recolección de muestras, en especial si se espera extraer información útil a partir de la fauna de ácaros asociada a los restos cadavéricos. En estos casos, es especialmente conveniente tomar muestras de blanco referentes a la fauna natural del entorno que permitan contrastar con las muestras del cadáver y seleccionar aquellas especies que nos aportarán información relevante sobre el lugar donde se hallaron los restos y otros aspectos derivados de la investigación forense.

En relación a la especificidad de hábitat, su nicho puede ser tan específico que una determinada especie puede relacionar a un sospechoso con un lugar concreto y conectarle de forma indubitada con una víctima o con el lugar de un crimen (WEBB *et al.*, 1983, GOFF 1991, PEROTTI *et al.*, 2009, PEROTTI, 2009, MEGNIN, 1894, LECLERQ & VERSTRAETEN, 1988a,b). Así, determinadas especies de ácaros pueden ser excelentes indicadoras de ambientes cerrados (SOLARZ, 2009), cuevas (SUBÍAS & PÉREZ, 2013), entornos degradados (SOCARRÁS, 2013), etc., llegando a estar asociados a hábitats

muy específicos como nuestras camas, la cocina, la vestimenta, etc. (FROST *et al.*, 2010; PEROTTI & BRAIG, 2010). Sólo a partir de adecuados estudios de sus poblaciones y de sus requerimientos ambientales podremos avanzar en su correcto uso como indicadores forenses.

Los ciclos biológicos de los ácaros son breves y permiten realizar estimaciones precisas de su llegada al entorno cadavérico. Es más, la adecuada identificación de su fase de desarrollo, así como del sexo en caso de los adultos, es fundamental para realizar una estimación precisa del tiempo que dicho ácaro lleva en el entorno donde ha sido capturado (OCONNOR, 2009, PEROTTI *et al.*, 2009, PEROTTI *et al.*, 2010, SALOÑA BORDAS & PEROTTI, 2014).

¿CÓMO PUEDE UN ANIMAL INCAPAZ DE VOLAR LLEGAR TAN RÁPIDO A UN CADÁVER EN ESTADO FRESCO DE DESCOMPOSICIÓN?

Sabemos que los ácaros no tienen estructuras aptas para el vuelo y carecen de patas adaptadas al salto, por lo que utilizan vectores que los desplazan rápido a nuevos hábitats, como un cadáver poco después de su fallecimiento. Podríamos inducir que ya se encontraban allí, pero nada hay más lejos de la realidad. Los fluidos de descomposición cadavérica producen cambios tan drásticos en el suelo que la fauna que naturalmente habita allí huye o muere, y nos encontramos ante un modelo de sucesión faunística, aspecto bien descrito para insectos pero prácticamente desconocido para otros representantes de la fauna edáfica de la cual apenas hay estudios realizados de forma controlada (BORNEMISSZA, 1957, SZELE CZ *et al.*, 2014).

Gracias a su pequeño tamaño, el mismo aire puede llevarles, en ocasiones suspendidos por hilos de seda que ellos secretan. Una vez aterrizan en un entorno adecuado proliferan rápidamente. No obstante, teniendo aliados como los insectos bien adaptados al vuelo, ¿por qué no aprovecharse de su pequeño tamaño para viajar como polizones a bordo? La relación se conoce como foresis, no debe confundirse con parasitismo, dado que no hay daño alguno al insecto que lo transporta, y permite a muchas especies de ácaros colonizar y expandirse por amplias áreas geográficas.

La foresis consiste en el uso de un animal por otro, en este caso ácaros, para transportarse a un entorno nuevo y más óptimo para su desarrollo, alimentación y reproducción (CAMERICK, 2010). La mayoría de las especies de ácaros asociados a cadáveres presentan asociación forética con insectos (GOFF, 1991, PEROTTI Y BRAIG, 2009, PEROTTI *et al.*, 2010, SALOÑA BORDAS & PEROTTI, 2014, SALOÑA-BORDAS *et al.*, 2015). Esta interacción suele ocurrir en fases concretas de su vida, variando de unas especies a otras. Sólo determinados estadios de desarrollo están especializados en foresis por lo que su presencia en el entorno cadavérico es indicadora no sólo de la presencia del insecto hospedador, aunque éste no se encuentre durante la recolección de muestras, sino que nos permite conocer el estado de desarrollo y estimar con precisión el momento en que la especie de ácaro colonizó el entorno cadavérico.

Más de 200 especies de ácaros foréticos se han citado asociadas a cadáveres (PEROTTI & BRAIG, 2009). En muchos casos se trata de asociaciones que evolucionaron hasta alcanzar un grado simbiótico de interacción debido a años de co-evolución (SCHWARZ *et al.*, 1992). Determinadas especies de insectos han sabido sacar beneficio del carácter depredador del ácaro que transportan y que les limpia el entorno de competidores, alcanzando una interacción mutualista entre ambas especies (BLACKMAN, 1997, FILIPPONI, 1955, WILSON, 1983). En consecuencia, la presencia de determinadas especies de ácaros nos indica la llegada de su hospedador, aunque no lo encontremos en el área explorada, y pueden limpiar el entorno de los huevos de los primeros insectos que colonizaron el cadáver, introduciendo errores en la estimación del intervalo postmortem si se desconoce u obvia su presencia (PEROTTI Y BRAIG, 2009).

Por todo lo anteriormente expuesto, consideramos importante realizar en este trabajo una revisión de los principales entornos donde pueden encontrarse ácaros, y de los métodos más apropiados de recolección y conservación, que permitan ser empleados como pruebas periciales ante una investigación forense.

4. MODELO DE SUCESIÓN

Al igual que los insectos, los ácaros presentan preferencias marcadas por determinadas condiciones ambientales por lo que distintas especies estarán asociadas a determinados momentos de la descomposición cadavérica. Es por ello fundamental realizar una correcta identificación, no solo de las especies recolectadas sino de su estado de desarrollo, dado que pueden estar dando claves temporales como, por ejemplo, sobre el estado de descomposición del cadáver, el momento de su colonización, etc., siendo especialmente importantes en ausencia de insectos y de otras pruebas periciales (PEROTTI *et al.*, 2009)

MEGNIN (1895) no sólo dedicó una fase de su modelo de sucesión a diferentes especies de ácaros en exclusiva (6.^a oleada), sino que mencionó su presencia durante el estado fresco de descomposición cadavérica (1.^a oleada). BRAIG & PEROTTI (2009) realizan la primera recopilación de todos los registros publicados, detallando la presencia de ácaros en diferentes casos forenses y en las distintas fases de descomposición de varios modelos animales empleados en los estudios sobre reducción cadavérica (mamíferos, aves, reptiles, anfibios, peces, moluscos). En su revisión, recopilan centenares de especies de ácaros asignados a 66 familias diferentes de todos los órdenes conocidos y que detallamos a modo de resumen en la tabla 1 junto a las fases de descomposición cadavérica en que fueron citados. Las cuadrículas grises claras indican falta de detalle respecto a la fase de descomposición cadavérica en que se encontró el ácaro por parte del/a autor/a de la cita.

Tabla 1: Primeros resultados de las principales familias de ácaros asociadas a las fases de descomposición y descritas para entomología forense hasta 2009 (cf. BRAIG Y PEROTTI, 2009); en negro, presencia de especies de dicha familia en la fase de descomposición cadavérica correspondiente; en gris, imprecisión respecto a la fase de descomposición cadavérica en la que se encontraron representantes de dicha familia de ácaros.

ESTADO FAMILIA	FRESCO	HINCHADO	DESCOMPOSICIÓN ACTIVA	DESCOMPOSICIÓN AVANZADA	ESQUELÉTICO
Achipteriidae					
Anystidae					
Aphelacaridae					
Ascaidae					
Ascidae					
Acaridae					
Anystidae					
Bdellidae					
Celaenopsidae					
Camerobiidae					
Camisiidae					
Ceratoppiidae					
Ceratozetidae					
Cheyletidae					
Cunaxidae					
Demodecidae					
Digamasellidae					
Dinychidae					
Diplogyniidae					
Discourellidae					
Epicriidae					
Eremaeidae					
Ereynetidae					
Erythraeidae					
Eupodidae					
Euphthiracaridae					
Euzetidae					
Eviphidae					
Galumnidae					
Glycyphagidae					

Acarología forense

ESTADO FAMILIA	FRESCO	HINCHADO	DESCOMPOSICIÓN ACTIVA	DESCOMPOSICIÓN AVANZADA	ESQUELÉTICO
Haplozetidae					
Hemogamasidae					
Histiostomatidae					
Hypochthoniidae					
Ixodidae					
Laelapidae					
Lardoglyphidae					
Liacaridae					
Macrochelidae					
Malaconothridae					
Mycobatidae					
Nothridae					
Ologamasidae					
Oppiidae					
Oribatulidae					
Pachylaelapidae					
Paraholaspidae					
Parasitidae					
Phytoseiidae					
Podapolipidae					
Podocinidae					
Pygmephoridae					
Rhagidiidae					
Rhodacaridae					
Scutacaridae					
Tarsonemoidea					
Terphacaridae					
Trachytidae					
Trombidiidae					
Tyroglyphidae					
Urodynichidae					
Uropodidae					
Veigaiidae					
Winterschmidtidae					
Zerconidae					

Estos datos deben ser tomados con la debida precaución dado que son recopilaciones bibliográficas y la falta de información no significa necesariamente ausencia de dicha familia en dicha fase de descomposición; simplemente indica que no hay citas publicadas hasta la fecha. Por otra parte, es sabido que determinadas familias de ácaros, como las correspondientes a los oribátidos, se encuentran en condiciones naturales en el suelo por lo que su cita asociada a fases avanzadas de descomposición no significa necesariamente que sean propios de dicha fase, tan solo que se encontraron junto a restos cadavéricos en dichas fases de descomposición y que muy probablemente permanecieron en el suelo durante toda la descomposición previa. De hecho, los ácaros oribátidos son los principales representantes de la mesofauna edáfica pero no sobreviven en el suelo ante el acúmulo de los fluidos de descomposición, los cuales producen drásticos cambios en las condiciones ambientales del suelo, dando lugar a la desaparición de una cantidad importante de estas especies y permaneciendo solo las más resistentes. Así, especies de familias como Nothridae, Camisiidae u Oppiidae entre otras, son modelos clásicos de experimentación empleados en estudios sobre suelos contaminados (BEHAN PELLETIER, 1999, KHALIL *et al.*, 2009, LINDEN *et al.*, 1994, PARMELEE *et al.*, 1993, VAN GESTEL, 2012, entre otros).

5. PROPUESTA DE METODOLOGÍAS PARA LA RECOLECCIÓN Y CONSERVACIÓN DE ÁCAROS DE INTERÉS FORENSE

Por su pequeño tamaño, los ácaros no pueden recolectarse por métodos tradicionales diseñados para recolección de insectos. Así, un pincel humedecido en alcohol puede ser suficiente para atrapar entre sus cerdas a los ácaros más minúsculos con un poco de pericia y de paciencia. Sin embargo, por la dificultad que tienen para ser reconocidas a simple vista las fases más pequeñas y juveniles, conviene ayudarse de herramientas asequibles que nos permitirán comprobar posteriormente bajo un microscopio si están o no presentes en el entorno que estamos investigando.

Uno de los aspectos más importantes a la hora de decidir la técnica de muestreo es el estado del entorno donde se va a proceder a su recolección. Ninguna de las técnicas que describimos asegura la recolección de todos los ácaros y, con frecuencia, deberemos recurrir a una combinación de ellas. Los criterios para elegir el método más adecuado se desarrollan con la experiencia y es importante especificar en el informe pericial el método empleado, dado que una elección inadecuada puede hacer que determinadas evidencias se pierdan para siempre, o que se haya producido un sesgo de muestreo.

1. CINTA ADHESIVA

Están diseñadas para levantar huellas dactilares y todo tipo de microtrazos. Las cintas usadas para la captura de huellas digitales, tipo J-Lar, per-

miten atrapar sin dificultad los ácaros que pasean por una superficie. Es un método eficaz para la superficie de cadáveres frescos con poco pelo y que aún no han empezado a liberar efluvios derivados de la descomposición. Se aplican directamente sobre piel o sobre la vestimenta. Sin embargo, no son convenientes para superficies húmedas asociadas a cadáveres en avanzado estado de descomposición o que se encuentren en entornos sumergidos, o para recolección de pruebas bajo la lluvia. Dado el elevado riesgo de contaminación cruzada, es conveniente que la cinta a emplear esté debidamente aislada del medio circundante hasta el momento mismo de su uso. Existen contenedores específicos que aseguran el aislamiento de la cinta del medio circundante hasta el mismo momento de su uso (Figura 2).

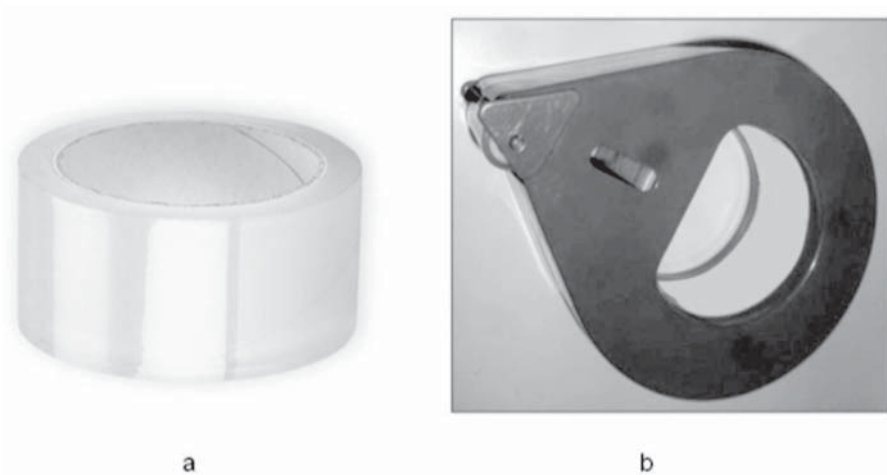


Figura 2: Cinta para recolección de ácaros (a) sobre superficies lisas libres de fluidos, junto con portarrollos hermético (b) que evita contaminaciones cruzadas de la muestra a tomar.

Encontramos cintas adhesivas transparentes en el mercado que son un apoyo extraordinario para atrapar a minúsculos ácaros que se encuentran sobre superficies lisas, como puede ser la mesa donde se está realizando la autopsia. Una vez pegados a la cinta, ésta debe adherirse con cuidado sobre una superficie transparente rígida (porta) o sobre una lámina semirrígida (particularmente útil es la hoja de acetato para transparencias) que permitan la observación directa de estos microartrópodos y otros restos adheridos, al microscopio, sin necesidad de levantar la cinta de nuevo, evitando al máximo toda posible contaminación con el entorno. No obstante, si se introducen inmediatamente en un tubo con alcohol, los ácaros pueden desprenderse de la cola y podrán ser debidamente conservados o procesados para su posterior estudio. En caso de almacenar la muestra en un tubo con alcohol, este deberá ser debidamente precintado y rotulado para asegurar

la cadena de custodia desde su recogida hasta la llegada al especialista. La cinta adhesiva también debe ser debidamente rotulada y almacenada en bolsas precintadas, en caso de preservar la muestra en la cinta, y debe mantenerse refrigerada en nevera para su correcta conservación.

2. LEVANTADORES DE GEL

Están diseñados para levantar huellas de más profundidad, como las ofrecidas por la suela de calzado, rodadas de vehículos y otras marcas dejadas sobre un terreno. Al gel puede adherirse cualquier estructura que haya sobre una superficie lisa, incluidos los ácaros y otros microartrópodos. No es válido para superficies húmedas asociadas a cadáveres en avanzado estado de descomposición o que se encuentren en entornos sumergidos. Permite conservar en perfecto estado a los ácaros y preservarlos de contaminaciones externas una vez se cubre la superficie de gel con la lámina protectora. Aquellos ácaros que se encuentren total o parcialmente fuera del perímetro de la superficie podrían proceder del exterior e introducir artefactos procedentes de contaminaciones externas. Sólo aquellos ácaros que estén absolutamente cubiertos por la banda protectora deberán ser tenidos en cuenta.

3. EMBUDOS BERLESE-TULLGREN

El método Berlese es un sistema de extracción por embudo para separar los pequeños artrópodos del suelo. Fue desarrollado por el acarólogo italiano Antonio Berlese (1863-1927) a finales del siglo XIX. En el sistema diseñado por Berlese circula agua caliente entre las paredes dobles de latón de un embudo (o embudos) donde se ha depositado la muestra de la que se quieren extraer los organismos, de manera que la muestra se seca lentamente. En 1918, Albert Tullgren (1874-1958) modificó el método, reemplazando la envoltura de agua por un foco de luz eléctrica colocado a unos centímetros de la muestra (Figura 3). En consecuencia, el método habitualmente empleado consiste en un embudo sobre el que se coloca la muestra de la que se desea extraer la fauna; en el caso que nos ocupa, una muestra del suelo sobre el que se encontró el cadáver o restos de este. Sobre el embudo, una luz irá calentando el entorno provocando una reacción de huida en la fauna que se encuentra en dicho entorno, la cual irá hacia la parte inferior donde un tubo colector con alcohol irá atrapando a todos los habitantes de dicho suelo (MARCOS GARCÍA, 2004). Estos métodos permiten extraer a los organismos con capacidad de desplazarse. En caso de querer criar la fauna extraída, bastará con poner agua en lugar de alcohol en el colector y retirar los individuos a diario para trasladarlos al recipiente de cría. Por precaución, es conveniente que el tubo recolector y el extremo del embudo encajen perfectamente. De esta manera evitaremos contaminaciones cruzadas por ácaros que se encuentren en el entorno donde se ubica la trampa.

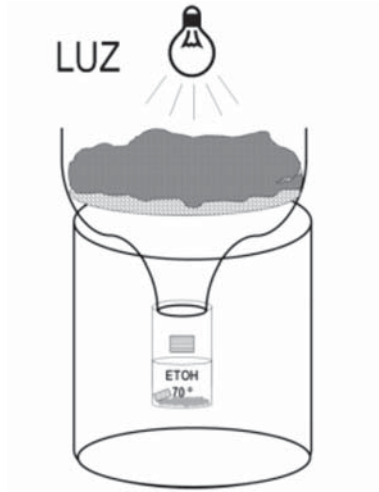


Figura 3: Diseño del método de extracción de fauna edáfica por un embudo diseñado por Berlese y modificado por Tullgren.

4. FLOTACIÓN

Es un método eficiente para extraer fauna en suelos con elevado drenaje, especialmente en suelos arenosos. No obstante, el método puede emplearse para separar a los seres vivos de otros restos que caen de la parte superior del embudo durante la extracción por el método Berlese-Tullgren. STRICKLAND (1945) emplea una solución saturada de agua con sal común (ClNa). La muestra debe permanecer durante 20-24h para asegurarse que todos los organismos suban a la superficie, pudiendo retirar el sobrenadante con la fauna que queda separada de los restos inertes de la muestra. LADELL (1936) y SALT & HOLLICK (1944) emplean una solución de sulfato de magnesio: GEURS (1991), ANDRE & NOTI (1993) y DUCARME *et al.* (1999), basados en la afinidad que presenta la cutícula de los artrópodos hacia los derivados del petróleo, proponen el empleo de heptano o 1,2 dibromoetano en lugar de la solución salina (SANDLER *et al.*, 2010), si bien puede reventar los ácaros más delicados por lo que debe manipularse con cuidado y sólo con las fases más esclerosadas de algunas especies como, por ejemplo, algunos Oribátidos.

5. CUCHARAS Y ESPÁTULAS O PINCELES

Bien sobre superficies bien para penetrar dentro de pequeños orificios, se puede raspar la superficie de microorganismos que la tapiza (biofilm) y de la cual se están alimentando algunas especies de ácaros, como los Histiotomatidae (OCONNOR, 2009, SALOÑA & PEROTTI, 2014). Para estos ácaros basta con raspar con espátulas o barrer la superficie húmeda con un

pincel fino y sumergir la muestra en alcohol. Debemos insistir que aunque no se vean los ácaros éstos pueden estar presentes en todas las superficies y no deben obviarse.

En determinados estados de descomposición cadavérica el número de ácaros puede alcanzar dimensiones espectaculares. En determinadas condiciones ambientales puede suceder que el cadáver esté absolutamente cubierto de una masa de ácaros alimentándose de sus restos, hongos, etc.; particularmente en el estadio avanzado (OCONNOR, 2009). Por ello, en ocasiones, un raspado de la superficie del cadáver con una espátula o una recolección de la muestra con una cucharilla desechable puede aportar información adecuada de la diversidad de ácaros asociados a esa parte del cadáver (PASQUERAULT *et al.*, 2006). Una vez recolectados, bastará con agitar suavemente la espátula o la cucharilla dentro de un recipiente con etanol al 70% para que todos los ácaros se suelten y queden debidamente conservados hasta su observación al microscopio. Igualmente deben tomarse las medidas preventivas adecuadas que eviten la contaminación cruzada con otras especies de ácaros que haya en el entorno y que no correspondan a la fauna de ácaros asociada al cadáver. Debe procederse a abrir el recipiente justo antes de introducir la muestra y efectuar el precintado de seguridad inmediatamente después de dicha toma de muestra. Toda negligencia durante el proceso invalidará el valor de la prueba.

6. INSECTOS PORTADORES

Por último, es importante la colaboración entre entomólogos y acarólogos. Dado que determinadas especies utilizan a los insectos como portadores para llegar fácilmente al cadáver, es conveniente separar debidamente todos los adultos de los insectos en tubos independientes. Dado que cada espécimen de insecto puede estar transportando especies diferentes de ácaros, también es conveniente separarlos por sexo dentro de cada especie. Por ejemplo, en un tubo guardaremos hembras y en otro machos de *C. vicina*; del mismo modo procederemos para *C. vomitoria* etc. Tanto la especie de ácaro como su fase de desarrollo pueden indicarnos si el insecto acaba de llegar al entorno cadavérico o está disponiéndose a partir, información altamente valiosa para realizar una estimación más precisa del intervalo *postmortem*. Los especímenes pueden conservarse en posición dorsal y ventral en un porta (Figura 4), debidamente etiquetados, lo que agilizará el proceso de identificación por parte del especialista.

Finalmente, al margen de la(s) técnica(s) empleadas para la recolección de los ácaros de interés forense, estos deberán ser debidamente conservados, precintados y etiquetados siguiendo las normas internacionales ya desarrolladas para los insectos (AMENDT *et al.*, 2007; ARNALDOS *et al.*, 2006). En la ficha de registro de las muestras se especificará la técnica empleada para la extracción de los ácaros junto con la región de donde se ha extraído la muestra. En el Anexo presentamos una adaptación de la ficha de registro

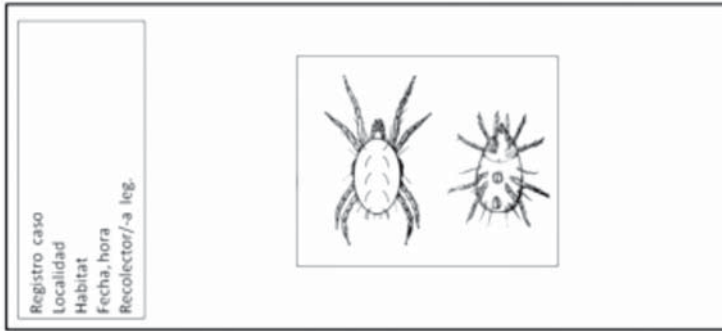


Figura 4: Disposición de ácaros en un porta, en posición tanto dorsal como ventral, para envío a un especialista.

propuesta por la Asociación Europea para la Entomología Forense EAFE (AMENDT *et al.*, 2007) que permite registrar información procedente de otros entornos y de otros grupo de artrópodos.

La identificación de los ácaros requiere de una pericia y entrenamiento especiales por la elevada diversidad y complejidad de observación de las estructuras con valor taxonómico. La asociación europea de Acarología (EURAAC) es una vía adecuada para contactar con expertos en la taxonomía de los principales ordenes, familias, géneros y especies.

6. BIBLIOGRAFÍA

1. AMENDT J, CAMPOBASSO CP, GAUDRY E, REITER C, LEBLANC HN, HALL MJ. Best practice in forensic entomology-standards and guidelines. *International Journal of Legal Medicine* 2007, 121 (2):90-104.
2. AMENDT J, ANDERSON G, CAMPOBASSO CP, DADOUR I, GAUDRY E, HALL MJR, MORETTI TC, SUKONTASON KL, VILLET MH. Standard Practices. En TOMBERLIN JK, BENBOW ME. *Forensic Entomology. International Dimensions and Frontiers*, pp. 381-398. CRC Press, 2015.
3. ANDRÉ HM, NOTI MI. Extracting sand microarthropods a carbon-tetrachloride flotation method. *European Journal of Soil Biology* 1993, 29:91-96.
4. ARNALDOS MI, GARCÍA MD, ROMERA E, PRESA JJ, LUNA A. Estimation of post-mortem interval in real cases based on experimentally obtained entomological evidence. *Forensic Science International* 2005, 149:57-65.
5. ARNALDOS MI, LUNA A, PRESA JJ, LÓPEZ-GALLEGO E, GARCÍA MD. Entomología Forense en España: hacia una buena práctica profesional. *Ciencia Forense* 2006, 8:17-38.

6. BEHAN-PELLETIER VM. Oribatid mite biodiversity in agroecosystems: role for bioindication Agriculture, Ecosystems & Environment 1999, 7:411-423.
7. BORNEMISSZA GF. An analysis of arthropod succession in carrion and the effect of its decomposition on the soil fauna. Australian Journal of Zoology 1957, 5:1-12.
8. BLACKMANN SW. Experimental evidence that the mite *Poecilochirus davydovae*. (Mesostigmata: Parasitidae) eats the eggs of its beetle host. Journal of Zoology 1997, 242:63-67.
9. BRAIG HR, PEROTTI, MA. Carcasses and mites. Experimental and Applied Acarology 2009, 49:45-84.
10. BROUARDEL P. De la détermination de l'époque de la naissance et de la mort d'un nouveau-née, faite à l'aide de la présence des acares et des chenilles d'aglosses dans cadavre momifié. Ann. Hyg. Publ. Méd. Lég. Série 3, 1879, 2: 153-158.
11. CAMERICK AM. Phoresy revisited. En SABELIS MW, BRUIN J. Trends in Acarology: Proceedings of the 12th International Congress of Acarology, pp. 333-336, Amsterdam: Springer. 2010.
12. DE JONG GD, HOBACK WW. Effect of investigator disturbance in experimental forensic entomology: succession and community composition. Medical and Veterinary Entomology 2006, 20:248-58.
13. DUCARME X, ANDRÉ HM, LEBRUN P. Extracting endogenous microarthropods: a new flotation method using 1,2-dibro-moethane. European Journal of Soil Biology 1999, 34:143-150.
14. FILIPPONI A. Sulla natura dell'associazione tra *Macrocheles muscadomesticae* et *Musca domestica*. Rivista di Parassitologia 1955, 16:83-102.
15. FROST CL, BRAIG HR, AMENDT J, PEROTTI MA. Indoor Arthropods of Forensic Importance: Insects Associated with Indoor Decomposition and Mites Markers. En Amendt J, Campobasso CP, Goff ML, Grassberger M. Current Concepts in Forensic Entomology, 6:93-108, Springer, 2010.
16. GEURS M, BONGERS J, BRUSSARD L. Improvements to the heptane flotation method for collecting microarthropods from silt loam soil. Agriculture Ecosystems and Environment 1991, 34:213-221.
17. GOFF ML. Gamasid mites as potential indicators of postmortem interval. En Viraktamath CA, Channabasavana GP. Progress in Acarology, 1989, 6:443-450.
18. GOFF ML. Use of acari in establishing a postmortem interval in a homicide case on the island of Ohau, Hawaii. En DUSBÁBEK E, BUKVA V (eds) Modern Acarology, vol 1. pp. 439-442. The Hague: SPB Academic Publishing, 1991.
19. KHALIL MA, JANSSENS TKS, BERG MPB, VAN STRAALEN NM. Identification of metal-responsive oribatid mites in a comparative survey of polluted soils Pedobiologia 2009, 52:207-221.
20. KRANTZ GW. Form and Function en KRANTZ GW, WALTER E. A manual of Acarology, pp. 5-53. Texas Tech University Press 2009.
21. LADELL WRS. A new apparatus for separating insects and other arthropods from the soil. Annals of Applied Biology 1936, 23:862-79.

22. LECLERCQ M, VAILLANT F. Entomologie et médecine légale: une observation inédite. *Annales de la Société entomologique de France (N.S.)* 1992, 28:3-8.
23. LECLERCQ M, VERSTRAETEN C. Entomologie et médecine légale. Datation de la mort. Acariens trouvés sur des cadavres humains. *Bulletin Annales de la Société Belge d'Entomologie* 1988a, 124:195-200.
24. LECLERCQ M, VERSTRAETEN C. Entomologie et médecine légale. Datation de la mort: insectes et autres arthropodes trouvés sur les cadavres humains. *Bulletin Annales de la Société Belge d'Entomologie* 1988b, 124:311-317.
25. LINDEN, DR, HENDRIX PF, COLEMAN DC, VAN VLIET PCJ, en DORAN, JW, COLEMAN DC, BEZDICEK DF, STEWART BA (Eds.) *Defining Soil Quality for a Sustainable Environment*. SSSA Special Publication 1994, 35:91-106.
26. MARCOS GARCÍA MA. Métodos de captura. En BARRIENTOS JA, coord. *Bases para un curso práctico de Entomología*. pp, 27-45. Ed. Asociación española de Entomología 2004.
27. MAŠÁN P, PEROTTI MA, SALOÑA-BORDAS MI, BRAIG HR. *Proctolaelaps euserratus*, an ecologically unusual melicharid mite (Acari, Mesostigmata) associated with animal and human decomposition. *Experimental and Applied Acarology* 2013, 61:415-429.
28. MÉGNIN JP. *La faune des cadavres. Application de l'entomologie à la médecine légale*. Masson Ed, Paris, 1894.
29. MERRITT RW, SNIDER R, DE JONG JL, BENBOW ME, KIMBIRASKAS RK, KOLAR RE. Collembola of the grave: a cold case history involving arthropods 28 years after death. *Journal of Forensic Sciences* 2007, 52:1359-1361.
30. OCONNOR BM. Astigmatid mites (Acari: Sarcoptiformes) of forensic interest. *Experimental and Applied Acarology* 2009, 49:125-33.
31. PARMELEE RW, WENTSEL RS, PHILLIPS CT, CHECKAI RT, SIMINI M. Soil microcosm for testing the effects of chemical pollutants on soil fauna communities and trophic structure. *Environmental Toxicology and Chemistry* 1993, 12:1477-1486.
32. PASQUERAULT T, VINCENT B, DOUREL L, CHAUVET B, GAUDRY E. Los muestreos entomológicos: de la escena del crimen a la peritación. *Ciencia Forense* 2006, 8:39-56.
33. PEROTTI MA. 2009. Mégnin re-analysed: the case of the newborn baby girl. Paris, 1878. *Experimental and Applied Acarology* 2009, 49:37-44.
34. PEROTTI MA, BRAIG HR. Phoretic mites associated with animal and human decomposition. *Experimental and Applied Acarology* 2009, 49:85-124.
35. PEROTTI MA, BRAIG HR. *Acarology in Criminological Investigations. The Human Acarofauna during Life and Death*. En BYRD JH, CASTNER JL. *Forensic Entomology. The Utility of Arthropods in Legal Investigations*, pp: 637-649. CRC Press, 2010.
36. PEROTTI MA, BRAIG HR, GOFF ML. Phoretic Mites and Carcasses: Acari Transported by Organisms Associated with Animal and Human Decomposition. En Amendt J, Campobasso CP, Goff ML, Grassberger M. *Current Concepts in Forensic Entomology*, pp. 69-91, Springer, 2010.

37. PEROTTI MA, GOFF ML, BAKER AS, TURNER BD, BRAIG HR. Forensic acarology: an introduction. *Experimental and Applied Acarology* 2009, 49:3-13.
38. PRICHARD JG, KOSSORIS PD, LEIBOVITCH RA, ROBERTSON LD, LOVELL FW. Implications of Trombiculid Mite Bites: Report of a Case and Submission of Evidence in a Murder Trial. *Journal of Forensic Sciences* 1986, 31:301-306.
39. SALOÑA MI, MORAZA ML, CARLES-TOLRÁ M, IRAOLA V, BAHILLO P, YÉLAMOS T, OUTERELO R, ALCARAZ R. Searching the soil: forensic importance of edaphic fauna after the removal of a corpse. *Journal of Forensic Sciences* 2010, 55: 1652-1655.
40. SALOÑA BORDAS MI, BAHILLO DE LA PUEBLA P, DÍAZ MARTÍN B, SUMNER J, PEROTTI MA. *Ixodes ricinus* (Ixodidae), an occasional phoront on necrophagous and coprophagous beetles in Europe. *Experimental and Applied Acarology* 2015, 65:243-248.
41. SALOÑA BORDAS MI, PEROTTI MA. First contribution of mites (Acari) to the forensic analysis of hanged corpses: a case study from Spain. *Forensic Science International* 2014, 244:e6-e11.
42. SALT G, HOLLICK FSJ. Studies of wireworm populations. I. A census of wireworms in pasture. *Ann. Appl. Biol.* 1944, 31:52-64.
43. SANDLER RV, FALCO LB, DI GIOCCO C, DE LUCA R, COVIELLA CE. Eficiencia del embudo Berlese-Tullgren para extracción de artrópodos edáficos en suelos argiudoles típicos de la provincia de Buenos Aires. *Ciencia del suelo* 2010, 28(1):1-7.
44. SCHWARZ HH, MÜLLER JK. The dispersal behaviour of the phoretic mite *Poecilochirus carabi* (Mesostigmata, Parasitidae): adaptation to the breeding biology of its carrier *Necrophorus vespilloides* (Coleoptera, Silphidae). *Oecologia* 1992, 89:487-493.
45. SOCARRÁS A. Mesofauna edáfica: indicador biológico de la calidad del suelo. *Pastos y Forrajes* 2013, 36:5-13.
46. SOLARZ K. 2009. Indoor mites and forensic acarology. *Experimental and Applied Acarology* 2009, 49:135-42.
47. STREIT B. Effects of high copper concentrations on soil invertebrates (earthworms and oribatid mites): Experimental results and a model. *Oecologia* 1984, 64:381-388.
48. STRICKLAND, AH. A survey of the arthropod soil and litter fauna of some forest reserves and cacao estates in Trinidad, British West Indies. *Journal of Animal Ecology* 1945,14:1-11.
49. SUBÍAS L, PÉREZ T. Oribátidos (Acari, Oribatida) cavernícolas de España. *Gota a gota* 2013, 1:37-43.
50. SZELECZ I, FOURNIER B, SEPPEY C, AMENDT J, MITCHELL E. Can soil testate amoebae be used for estimating the time since death? A field experiment in a deciduous forest. *Forensic Science International* 2014, 236:90-98.
51. VAN GESTEL CAM. Soil ecotoxicology: state of the art and future directions. *ZooKeys* 2012, 176:275-296.

52. WALTER DE. Glossary of Acarine Terms. A work in progress 2005 [en línea] http://itp.lucidcentral.org/id/mites/invasive_mite/Invasive_Mite_Identification/key/0_Glossary/Mite_Glossary.htm#whorl
53. WEBB JP, LOOMIS RB, MADON MB, BENNET SG, GREENE GE. The chigger species *Eutrombicula belkini* Gould (Acari: Trombiculidae) as a forensic tool in a homicide investigation in Ventura County, California. Bulletin of the Society of Vector Ecologists 1983, 8:142-146.

ANEXO

Siguiendo el modelo consensuado por la Asociación europea para la Entomología Forense (AMENDT *et al.*, 2006) adaptamos la ficha técnica, incluyendo la relación de muestras, al formato adjunto en el presente anexo de forma tal que una misma ficha de registro de entrada pueda ser empleada para ambos tipos de muestras.

Protocolo para el registro de muestras acarológicas para investigación pericial forense (página 1/3)

Recolector/a _____ fecha/hora _____ Caso n° _____

ESPECIFICACIONES			
Edad	Sexo	Altura	Peso
Posición	Enterrado	Profundidad estimada	Sobre tierra
Tumbado sumergido			
Observaciones _____			
Vestimenta	total	parcial	ausente
	Cuerpo cubierto	con	
Observaciones _____			
Estado de descomposición		fresco	hinchado
		descomposición activa	descomposición avanzada
		esquelético	
Observaciones _____			
Otros daños *			
Carroñeros, señales			
Heridas			

LUGAR DE LOS HECHOS				
Exterior	Bosque	Cultivo	Pastizal / Pradera	arbustos
	Parque público		sobre hierba, suelo	sobre asfalto
Interior	Garaje/almacén	Granero/establo	Piso	Casa de campo
Sobre el suelo (moqueta, alfombra, etc)				
Habitación (especificar) _____ calefacción Si/No				
Ventana abierta				
Otros: vehículo, etc. _____				
Observaciones _____				

TEMPERATURA			
ambiente (2m sobre suelo)		ambiente 2 (5 m sobre suelo)	
Superficie del cuerpo	Masa larvaria 1*	Masa larvaria 2*	Masa larvaria 3*
Interfaz suelo/cadáver	Suelo (20 cm bajo cadáver)		Agua

Registrar la temperatura ambiente en los 5-10 días posteriores al descubrimiento del cadáver

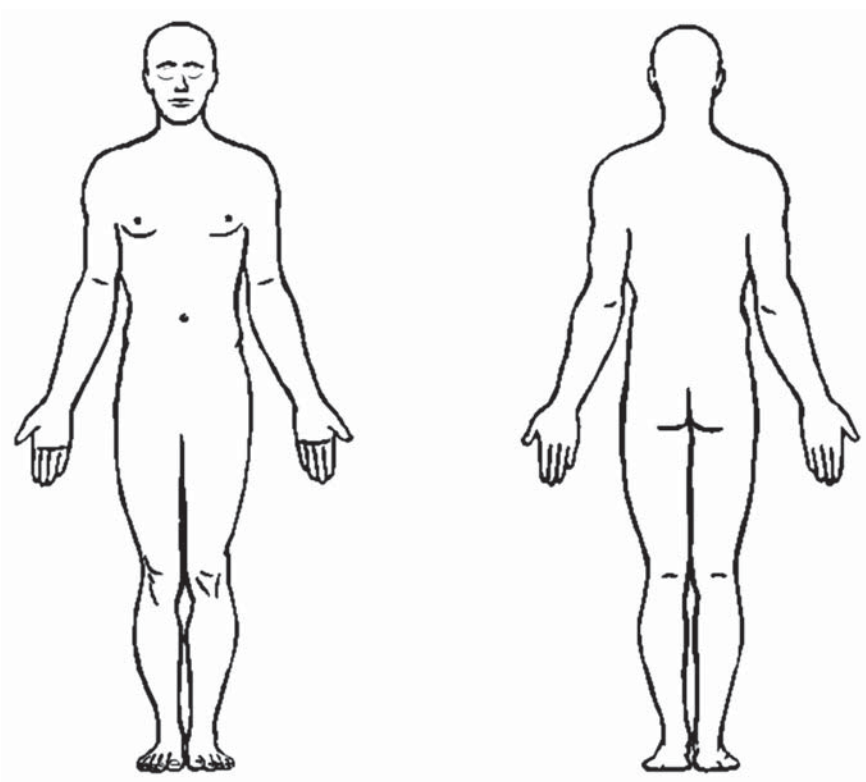
* indicar, por favor su ubicación en el esquema de las figuras adjuntas

Registro de muestras de artrópodos recolectadas para su análisis forense (pag. 2/3)

Recolector/a _____ fecha/hora _____ Caso n° _____

Indicar, por favor las siguientes observaciones:

- áreas con vestimenta
- trazas de carroñeros (SC->)
- heridas (W->)
- masa larvaria (LM1, LM2... ->)
- muestras, procedencia (1, 2, 3, ...)



Registro de muestras de artrópodos recolectadas para su análisis forense (pag. 3/3)

Recolector/a _____ fecha/hora _____ Caso n° _____

MUESTRA		TIPO	CONSERVADOS/VIVOS*	LOCALIZACIÓN**
N° reg.	Abund.	INSECTO, DI: DÍPTERO, CO: COLEÓPTERO; AC: ÁCARO; CR: CRUSTÁCEO; O: OTROS (ESPECIFICAR) FASE : H: HUEVO, L: LARVA, N: NINFA, P: PUPA, AD: ADULTO E: EXUVIA O MUDA, P0: PUPARIO VACIO		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		
		H <input type="checkbox"/> L/N <input type="checkbox"/> P <input type="checkbox"/> Ad <input type="checkbox"/> Di <input type="checkbox"/> Co <input type="checkbox"/> Ac <input type="checkbox"/> Cr <input type="checkbox"/> O <input type="checkbox"/>		

H: huevos, L: larvas, N: ninfas, P: pupas, Ad: Adultos.

* indicar si se fijan en alcohol o se conservan vivos para cría, por ejemplo.

** Especificar la procedencia, zona del cuerpo, suelo, etc. y referir al esquema de la figura.