PONTIFICIA UNIVERSIDAD CATÓLICA DEL ECUADOR
MUSEO DE ZOOLOGÍA
SECCIÓN MASTOZOOLOGÍA

REGISTRO DE DATOS, PREPARACIÓN Y PRESERVACIÓN DE PARÁSITOS ASOCIADOS A MAMÍFEROS
PROCEDIMIENTO PARA LA RECOLECCIÓN EN CAMPO

M. ANA LUCÍA, PILATASIG-CHUSIN
MARZO, 2021

Tabla de contenido

1. Documentos legales 3

2. Preparativos previos al trabajo de campo 3

3. Recolección, manejo y preservación de hospederos y muestras parasitarias (ectoparásitos y endoparásitos) 3

4. Recolección y manejo de hospederos 5

5. Recolección de parásitos 6

5.1. Recolección de ectoparásitos (pulgas, garrapatas, ácaros, piojos, seudoescorpiones, larvas de mosca) 6

5.2. Recolección de endoparásitos (nemátodos, tremátodos, cestodos, acantocéfalos y coccidios) 8

6. Seguridad del equipo de investigadores 12

7. Literatura citada 13

8. Apéndice I 14

1. Documentos legales

Los requerimientos legales pertinentes (patentes de manejo de fauna silvestre, autorizaciones de investigación, guías de movilización y permiso de exportación de especímenes) para ejecutar un proyecto de investigación tanto por investigadores nacionales como extranjeros se describen a detalle en Camacho (2018a). El cumplimiento de los procesos legales y la obtención de estos documentos son necesarios para llevar a cabo un proyecto de investigación, evitando así sanciones por parte del Ministerio del Ambiente y del Agua del Ecuador (MAAE).

2. Preparativos previos al trabajo de campo

Los investigadores y asistentes de campo que formen parte de un proyecto de investigación deberán contar con sus respectivos equipos (cámara fotográfica, GPS, linternas de cabeza, computadores, etc.), trampas activas o pasivas (trampas Sherman®, Tomahawk®, Pitfall, redes de neblina), materiales de disección, sustancias analgésicas, reactivos, preservantes, medicamentos y equipo básico de protección personal EPP (mandil, guantes, mascarilla, gafas de seguridad). En algunos casos el Museo de Zoología de la Pontificia Universidad Católica del Ecuador (QCAZ) facilitará algunos materiales y equipos previos al cumplimiento de los requerimientos establecidos en Camacho (2018a).

3. Recolección, manejo y preservación de hospederos y muestras parasitarias (ectoparásitos y endoparásitos).

Los objetivos y procedimientos para la recolección de los hospederos y sus parásitos deberán establecerse previo al inicio del trabajo de campo, para evitar contratiempos en su ejecución. Los protocolos de recolección de micromamíferos (hospederos) están establecidos en el documento de registro de datos y preparación de especímenes mastozoológicos de Camacho (2018a; Figura 1a).

Es necesario contar con un diario y el catálogo de campo estándar de la Sección de Mastozoología del QCAZ donde se registrará la información obligatoria de recolección, así como las observaciones relevantes de todos los individuos examinados (Figura 1b).

Es indispensable contar con el EPP básico para el manejo de mamíferos hospederos y muestras parasitarias (Figuras 1c, d), así como con etiquetas impresas para las muestras parasitarias y sus hospederos.

Se usará un único identificador que vincule a las muestras parasitarias con su hospedero. Es importante seguir un esquema de etiquetado que facilite el rastreo y recuperación de las muestras parasitarias considerando el número de campo (serie QK-M o serie propia del recolector) del espécimen hospedero.

Se asignará un código a cada tipo de parásito: Acantocéfalos (AC), Protozoarios (PR), Céstodos (C), Tremátodos (T), Nemátodos (N), Pulgas (S), Ácaros (A), Garrapatas (G), Piojos (P), Seudoescorpiones (SE) y Larvas de dípteros (L).

Se deberá indicar el sitio de alojamiento del parásito: piel (piel), oreja (ore), órganos genitales (gen), ojos (ojo), sangre (san), hígado (hig), pulmones (pul), bazo (baz), intestino grueso (ig), intestino delgado (id), corazón (cor), músculo (mus), cerebro (cer), estómago (est), vesícula (ves).

De existir varias copias parasitarias de un mismo tipo de parásito, éstas se rotularán para su diferenciación empleando una letra mayúscula del abecedario en forma ascendente.

Las etiquetas de las muestras parásitas deberán seguir el siguiente formato **QKM54000-N-id-A**. Dónde:

- **QKM54000** corresponde al número de campo identificador de hospedero.
- **N** representa el tipo de parásito, en este caso corresponde a una muestra de nematodos.
- **id** indica el sitio de alojamiento del parásito, en este caso, el intestino delgado.
- **A** representa la cantidad de muestras parasitarias obtenidas de ese tipo de parásito en el hospedero.

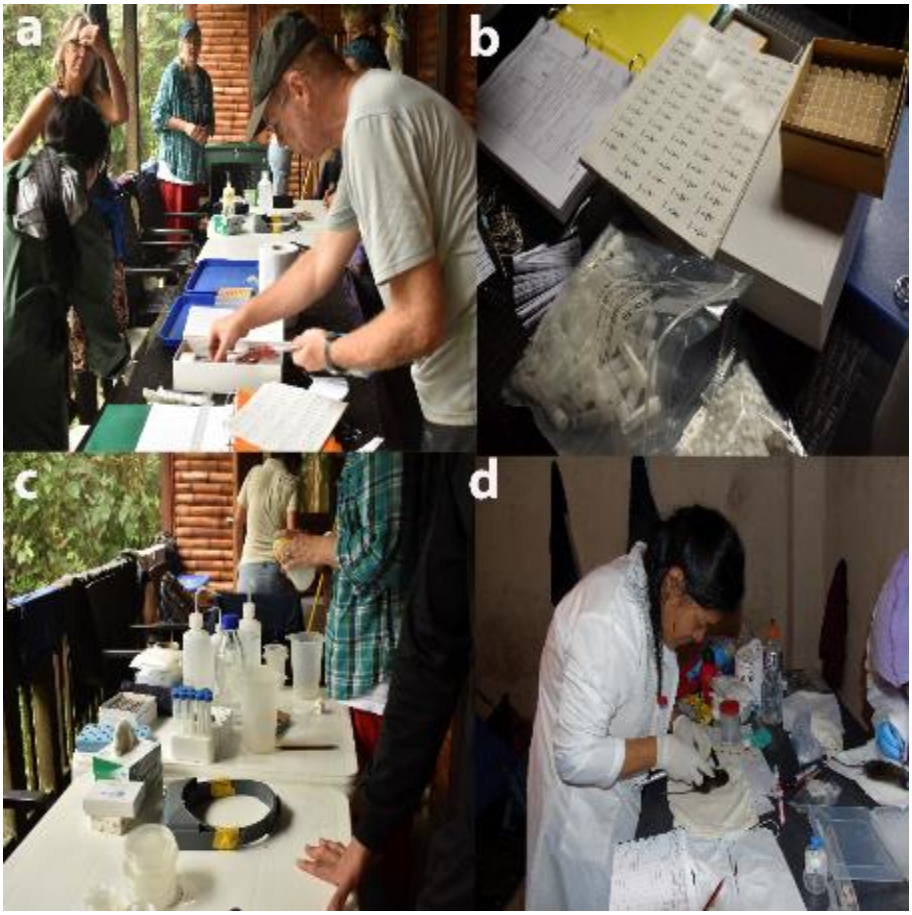

Figura 1. Trabajo de campo para la recolección de parásitos asociados a mamíferos. a) personal y preparación del sitio de trabajo; b) catálogos de campo, etiquetas, tubos y cajas para la recolección; c) reactivos y materiales de trabajo; d) equipo de protección personal.

4. Recolección y manejo de hospederos

Los métodos y técnicas para la recolección de mamíferos hospederos van a depender de los objetivos de investigación. Sin embargo, se presenta una explicación detallada de la captura, manejo y preservación de mamíferos en Camacho (2018a, b). Es necesario garantizar el menor sufrimiento a los hospederos, cumpliendo las normas descritas para el sacrificio animales silvestres por la de la Asociación Americana de Medicina Veterinaria (AVMA, 2013) y Directrices de la Sociedad Americana del Mastozoología para el uso de mamíferos Silvestres en investigación y educación (Sikes *et al*. 2016).

Todos los hospederos y sus muestras parasitarias deberán ser manejados cuidadosamente para asegurar la viabilidad de la muestra en el futuro. Es recomendable sacrificar a los anfitriones en ambientes frescos y secos, dando prioridad a hospederos pequeños, debido a que son más susceptibles a descomponerse rápidamente.

A continuación, se detalla el procedimiento para la recolección y manejo de hospederos:

- Luego de su captura, los hospederos deben ser transportados al área de procesamiento de muestras. Es importante que cada individuo sea transportado individualmente en fundas plásticas o telas. Los hospederos recolectados deben ser colocados en cajas selladas para prevenir la transmisión de cualquier tipo de enfermedad por picaduras de los ectoparásitos que suelen ser reservorios de agentes infecciosos. El uso de las cajas es necesario cuando los puntos de muestreo se encuentren distantes al sitio de trabajo, para evitar la contaminación cruzada de los parásitos (Figuras 2a, b).
- De ser necesario que el hospedero sea sacrificado, se decidirá la mejor forma de realizar la eutanasia. Puede aplicarse una sobredosis de una solución anestésica como roxicaina, isoflurano, metoxiflorano, halotano o cloroformo, vía inhalatoria en una cámara de gas (como un frasco sellado o una funda, donde se procederá a colocar una torundas de algodón muy humedecido con el anestésico) o mediante una inyección intramuscular, de acuerdo con las directrices de la AVMA (2013) y de Sikes *et al*. (2016). Los métodos de sacrificio usados en los protocolos del QCAZ-M son: asfixia, fractura cervical, presión cardíaca y sobredosis de anestésicos.
- Se etiquetará al hospedero con un número de campo del recolector o de la Institución de investigación (ej.: QK-M54000, NTL100)
- Se procederá a aislar a cada hospedero en una funda plástica hermética (Figura 2c).
- Se registrará la información morfométrica estándar de los hospederos establecidas en Camacho (2018a) (Figura 2d).
- Se anotarán los datos sobre la condición reproductiva, sexo, edad, y peso del hospedero (Figura 2e), también se recomienda buscar y registrar la presencia de laceraciones en la piel (heridas, cicatrices).
- En caso de los hospederos hayan sido encontrados muertos, se procederá a etiquetarlos, registrar la información morfométrica y realizar la necropsia (Figura 2f).



Figura 2. Pasos para la recolección y manejo de hospederos. a) captura, b) transporte al campamento base, c) sacrificio y etiquetado del hospedero, d) registro de datos morfométricos, e) registro de información de recolección obligatoria en el catálogo de campo, f) disección del hospedero.

5. Recolección de parásitos

5.1. Recolección de ectoparásitos (pulgas, garrapatas, ácaros, piojos, seudoescorpiones, larvas de mosca)

A continuación, se detalla el procedimiento para la recolección y manejo de ectoparásitos, previo a la disección del hospedero:

- Extraer el hospedero de la funda o recipiente de plástico hermética (Figura 3a).
- Colocar al animal en una bandeja sobre papel o tela de color blanco para facilitar la observación de ectoparásitos que caen de su hospedero (Figura 3b). En algunos casos

se recomienda usar una lupa (10x) para ubicar a ectoparásitos que no son perceptibles a simple vista (ácaros, piojos).

- Se procederá a realizar un barrido sobre el pelaje del hospedero mediante el uso de un cepillo de dientes humedecido en etanol al 70 %. Se recomienda cepillar al espécimen las veces que sean necesarias sobre la tela o papel blancos procurando extraer todos los ectoparásitos adheridos al pelaje o piel del hospedero. Es importante realizar una exhaustiva revisión en la cabeza, miembros, orejas, nuca, barbilla, ingle, ano y cola del hospedero porque en estas áreas se encuentran ectoparásitos con más frecuencia.
- En el caso de que los ectoparásitos aún se encuentren adheridos a la piel del hospedero, estos deben ser extraídos cuidadosamente con pinzas finas, agujas de disección o pinceles impregnados en etanol al 70 %, evitando dañar sus estructuras morfológicas que pueden constituir caracteres que permitirán su identificación taxonómica.
- Los ectoparásitos serán recogidos con la ayuda de una pinza o pincel humedecidos en etanol al 70 % y depositados en viales también con etanol al 70 %. Es importante etiquetar adecuadamente los contenedores (Figura 3 c-d).
- Si es posible, colocar las muestras de los ectoparásitos en un tanque con hidrógeno líquido donde permanecerán hasta su traslado al laboratorio.
- En caso de larvas de moscas, es necesario realizar una incisión en la piel del hospedero para poder extraerlas vivas e inmediatamente se procederá a colocarlas en una cámara artificial o cajas elaboradas con poliestireno (largo10 cm; ancho 10 cm y altura de 5-10 cm), también se puede utilizar recipiente de vidrio hermético. Se colocara la larva dentro del contenedor con tejido del animal para su alimentación y, para mantener la humedad, se recomienda usar como sustrato vermiculita húmeda, la cubierta debe ser de tela de plástico poroso o tela de mosquetero Núñez-Bueno y Guzmán-Dueñas (1999) Gardner *et al*. (2012). Este proceso se realiza para completar los ciclos de desarrollo (larva-pupa-adulto) con el fin de identificar la especie en adulto, porque con las características morfológicas en los demás estadios se puede determinar solo hasta género. En caso de no realizar este proceso se conservan en etanol al 70 %.
- Una vez culminado este proceso, es imprescindible el aseo y desinfección (recipientes plásticos graduados 500 o 1000 ml) de todos los materiales y equipos empleados con el fin de evitar la contaminación cruzada de las muestras parasitarias (Figura 3e).



Figura 3. Pasos para recolectar ectoparásitos. a) confirmación del deceso del hospedero, b) barrido de ectoparásitos, c-d) ubicación y extracción de parásitos, e) envases con agua y desinfectante para limpieza de los materiales.

5.2. Recolección de endoparásitos (nemátodos, tremátodos, cestodos, acantocéfalos y coccidios)

Los endoparásitos más representativos asociados a mamíferos son nemátodos (gusanos cilíndricos), cestodos, tremátodos (gusanos planos), acantocéfalos (gusanos de cabeza espinosa), protozoos (coccidios o quistes), virus, bacterias y hongos. Sin embargo, en el presente protocolo se detallan, de manera general, las técnicas de recolección, manejo y preservación de los cinco primeros grupos de parásitos mencionados. Por otra parte, dependiendo del objetivo de estudio, será necesaria la revisión de literatura que detalle las técnicas para la recolección, manejo y preservación de determinado grupo de parásitos.

Se recomienda revisar los trabajos de Pritchard y Kruse (1982), Organización Mundial de la Salud (World Health Organization, 1994), Gardner (1996), Mills y colaboradores (1998),

Tinnin y colaboradores (2011), Gardner y colaboradores (2012) y Galbreath y colaboradores (2019), Tinnin y colaboradores (2021) que realizan una descripción amplia en estos aspectos.

Para la recolección de muestras de endoparásitos es importante realizar la necropsia completa y examinar todos los órganos con brevedad, priorizando a los hospederos de menor tamaño para evitar la pérdida de muestras parásitas que necesitan ser extraídas con rapidez, por la descomposición y degradación de los tejidos del hospedero.

Los endoparásitos serán preservados en etanol al 70 %. Esto garantizará que el material recolectado estará disponible para futuras investigaciones tanto a nivel morfológico como molecular.

A continuación, se detallan los pasos a seguir en la recolección de muestras de endoparásitos:

- Una vez sacrificado el hospedero, se realizará una incisión en la parte medio-ventral del cuerpo empleando una tijera o un bisturí. Cuidadosamente se extraerán los órganos internos (Figura 4a).
- Se extraerá el sistema gastrointestinal (desde el esófago hasta el ano) y se depositará en una caja Petri con solución salina al 10 %. Cada órgano del sistema digestivo puede ser separado en diferentes cajas Petri con la solución salina (Figura 4b-c).
- Se tomarán muestras de tejidos del hospedero (hígado, músculo, bazo, corazón, riñón y pulmón) para posteriores usos. Los detalles de la recolección, manejo y conservación de tejidos se detallan en Camacho (2018a).
- Se tomarán muestras de sangre del hospedero con capilares de vidrio o con tiras de papel absorbente. Los capilares se depositarán en viales dentro de un contenedor con hidrógeno líquido y los papeles con sangre pueden secarse y colocarse individualmente en fundas de plástico selladas y conservarse a temperatura del ambiente.
- Una vez extraídos los órganos del aparato gastrointestinal se podrá tener una mejor visión de los órganos del aparato reproductivo. Se recomienda registrar la condición reproductiva y otras observaciones relevantes tales como cicatrices en el útero, estado de gravidez y medición testículos abdominales o escrotales.
- En el caso del estómago, intestino delgado e intestino grueso se realizará un corte longitudinal y se procederá a la extracción total de la mucosa de la pared intestinal y estomacal, realizando un raspado de las paredes estomacales e intestinales con el extremo de un portaobjetos o simplemente realizar leves movimientos con una pinza de punta gruesa.
- Se procederá a realizar múltiples lavados de la mucosa estomacal e intestinal con solución salina o agua, también se puede usar un tamiz de malla de 106 μm. Posteriormente se procederá a su decantación con el fin de retirar material orgánico o residuos de la muestra. De ser necesario, repetir el proceso de decantación varias veces renovando la solución salina en cada proceso.
- Una vez que se obtiene una solución transparente, se procederá a realizar la búsqueda minuciosa de nemátodos, cestodos, tremátodos y acantocéfalos. Se recomienda utilizar lentes de aumento, preferiblemente 10x, un microscopio de disección o luz a través de la caja Petri (Figura 4d).

- Los nemátodos se extraerán cuidadosamente y se depositarán en una caja Petri con solución salina a la que se le añade la misma solución caliente (~ 95°C) sobre la muestra para sacrificar los parásitos (Figura 4e). Posteriormente, los especímenes se colocan en viales con etanol al 95 %. Si el nemátodo es muy grande deberá permanecer en solución salina caliente durante una hora para evitar que sus estructuras morfológicas sufran daños.
- En el caso de cestodos y tremátodos, éstos se colocarán en una caja Petri con solución salina a la que se le añade la misma solución caliente (~ 95°C) sobre la muestra para sacrificar los parásitos. Tras este proceso, se los colocará en viales con etanol al 70 %.
- Si los cestodos son muy grandes, se recomienda colocarlos en agua durante varias horas. Se recomienda reemplazar el preservante luego de 24 horas. En caso de encontrar quistes de cestodos se debe procurar fijar todo el órgano en formalina.
- En el caso de acantocéfalos, se colocará en una caja Petri con solución salina hasta que la proboscis esté completamente invertida y serán sacrificados vertiendo agua caliente (~ 95°C). Posteriormente serán conservados en etanol al 70 % para estudios morfológicos y en etanol al 95 % para estudios genéticos. Examinar los órganos restantes en busca de nemátodos, cestodos, tremátodos y acantocéfalos siguiendo los procedimientos descritos.
- Para la recolección de coccidios se deberán preservar los gránulos fecales o la materia fecal del ciego. Las muestras fecales serán colocadas en un vial con dicromato de potasio al 2 % ($K_2Cr_2O_7$) hasta la mitad, simulando un medio de cultivo con oxígeno necesario para mantener vivos a los coccidios y permitirles esporular para su posterior identificación. Es importante mencionar que las estructuras morfológicas de los ooquistes de coccidios son visibles y pueden ser estudiadas sólo en especímenes vivos. Recientes estudios han determinado que ciertos coccidios pueden mantenerse vivos por un periodo de 10 años almacenados en dicromato de potasio al 2 % ($K_2Cr_2O_7$) en refrigeración (Gardner *et al*., 2012).
- En el caso de encontrarse quistes de helmintos (nemátodos, tremátodos y cestodos) en los órganos del hospedero, éstos deberán ser extraídos y conservados en formalina o en etanol al 70 %.
- Es importante verificar que todas las muestras recolectadas de ectoparásitos estén correctamente etiquetadas.
- Las muestras de ectoparásitos serán transportadas en una caja de almacenamiento de criotubos o en gradillas.



Figura 4. Pasos para recolectar endoparásitos. a) disección del hospedero, b) extracción del tracto gastrointestinal, c) extracción de la mucosa intestinal, d) observación de endoparásitos, e) sacrificio de nemátodos.

Una vez concluido el proceso de recolección de muestras parasitarias se procederá a la preservación del hospedero. Este proceso se encuentra detallado en Camacho (2018a, b)

Todos los materiales empleados serán desinfectados con jabón antibacterial líquido, sumergidos en agua caliente y secados al ambiente. Es importante realizar esto al terminar la recolección de muestras parasitarias con el fin de garantizar una adecuada asepsia e impedir la contaminación cruzada entre los individuos. Los desechos generados en el proceso deben ser eliminados de forma segura.

6. Seguridad del equipo de investigadores

La manipulación u obtención de muestras de sangre, tejidos de animales vivos, eutanasiados o hallados muertos en las trampas son medios propicios de almacenamiento de agentes infecciosos, por lo que se deben tomar en cuenta las medidas sanitarias básicas a la hora de realizar capturas de hospederos y el procesamiento de muestras (eutanasia, necropsia, disección).

Por otra parte, el sitio asignado como campamento base deberá estar equipado con los materiales y equipos necesarios para llevar acabo el estudio. Además, se deberá realizar la desinfección del sitio antes y después del trabajo de campo. Es importante que todos los recipientes que contengan reactivos y soluciones estén debidamente rotulados para evitar accidentes. Se recomienda tener a mano un botiquín de primeros auxilios en caso de sufrir laceraciones o cortes, heridas que queden expuestas a la contaminación al momento de la manipulación de especies en la expedición, además es necesario contar con dispositivos inteligentes como GPS, teléfono satelital y mapas.

7. Literatura citada

Camacho, M. A. (2018a). Registro de datos, preparación y preservación de especímenes mastozoológicos: Procedimientos para colectas de campo. Quito: Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. pp 1-33.

Camacho, M. A. (2018b). Registro de datos, preparación y preservación de especímenes mastozoológicos: Procedimientos tras el ingreso de especímenes a la colección. Quito: Museo de Zoología, Pontificia Universidad Católica del Ecuador. pp 1-8.

Bueno, L. D., & Dueñas, R. G. (1999). Avances sobre la cría artificial de *Anatrepha fraterculus* (Wied.) (Diptera:Tephritidae) en Colombia. In Proceeding of a workshop organized by the JointFAO/IAEA Division of Nuclear Techniques in Food and Agriculture. Viña del Mar, Chile.IAEA-TECDOC-1064 pp 85-94

Galbreath, K. E., Hoberg, E. P., Cook, J. A., Armien, B., Bell, K. C., Campbell, M. L., Dunnum, J. L., Dursahinhan, A. T., Eckerlin, R. P., Gardener, S. L., Greiman, S. E., Henttonen, H. Jiménez, F. A., Koehler, A. V. A., Nyamsuren, B., Tkach, V. V., Torres- Pérez, F., Tsvatkova, A., & Hope, A. G. 2019. Building an integrated intrastructure for exploring biodiversity: field collections and an archive of mammals and parasites. *Journal of Mammalogy*, 100(2): 382–393.

Gardner, S. L. (1996). Field parasitology techniques for use with mammals. In D. E., Wilson, F. R., Cole, J. D., Nichols, R., Rudran, & M. S., Foster (Eds), Measuring and monitoring biological diversity: standard methods for mammals. Washington, D.C.: Smithsonian Institution Press. (pp. 291–298).

Gardner, S. L., Fisher, R. N., & Berry, S. J. (2012). Voucher specimens; Collecting and preserving parasites during reptile biodiversity surveys. In McDiarmid, R., Foster, M., Guyer, C., Gibbons, J. E., & Chernoff, N. (Eds), *Reptile Biodiversity: Standard Methods of Inventory and Monitoring*. Berkeley: University of California Press. (Chapter 7, pp. 114–121).

Mills, N. J., Childs, J. E., Ksiazek, T. G., Peters, C. J., & Velleca, W. (1998). *Método para trampeo y muestreo de pequeños mamíferos para estudios virológicos*. Santiago: Organización Panamericana de la Salud/ Departamento de Salud y Servicios Humanos Servicio de Salud Pública. pp 1-64.

Pritchard M. H., Kruse, G. O. (1982). The collection and preservation of animal parasites. *Technical Bulletin No.1*. Universidad de Nebraska Press, Lincoln, NE.

Sepúlveda, M. S., & Kinsella, J. M. (20130). Helminth Collection and identification from wildlife. Revista de experimentos visualizados: Jove, (82), e 5100.

Tinnin, D.S., Ganzorig, S., & Gardner, S.L. (2011). Helminths of squirrels (Sciuridae) from Mongolia. *Occasional Papers, Museum of Texas Tech University*, 303: 1-56.

Timm, R. M., McLaren, S. B., & Genoways, H. H. (2021). Innovations that changed Mammalogy: fluid preparation of research specimens. *Journal of Mammalogy*, 1-4.

World Health Organization. (2019). Bench aids for the diagnosis of intestinal parasites. World Health Organization, pp 1-23.

8. Apéndice I

Lista sugerida de materiales, equipos, compuestos y soluciones básicas e indispensables para la recolección de parásitos:

Materiales, equipos y cristalería
Alfileres
Algodón
Bandeja plástica blanca
Bolígrafos con tinta indeleble
Caja de plástico grande (*Action Packer*)
Caja de poliestireno o contenedor de vidrio
Caja para almacenar portaobjetos; viales
Caja para almacenar tubos o viales
Cepillo de cerdas rígidas y liendreras finas de metal
Equipos de disección
Estufa o placa calefactora
Mechero (flamear sobre el mechero las tijeras y pinzas usadas para extracción de tejidos)
Etiquetas de campo
Fórceps de joyero (es usado para
Frasco rectangular graduado de 1000 ml
Fundas de basura
Fundas herméticas (varios tamaños)
Gasa
Guantes quirúrgicos
Herramienta de grabado (ayuda a una correcta separación y disección del tracto digestivo)
Jeringas (5 o 10 ml)
Lápiz de trazado y grabado (para el etiquetado del portaobjeto)
Linterna frontal o linterna de mano
Lupa 10x
Marcadores permanentes de punta fina
Mesa y silla plegable
Microscopio de disección
Olla o tetera
Papel blanco plastificado o tela blanca
Pero de goma para Pasteur de vidrio
Pinzas (puntas estrechas y romas)
Pipetas plásticas de 3 ml (se usará para pasar de la caja Petri a viales, evitando dañarla)
Piseta graduada (250 o 500 ml)
Placas Petri de vidrio o plásticas (60 o 100 mm de diámetro)
Planchas de corcho o espuma Flex
Papel aluminio
Portaobjetos

Materiales, equipos y cristalería

Recipientes plásticos graduados (500 o 1000 ml)

Tamiz de malla de 106 µm

Tanque de Nitrógeno líquido

Tela plástica o tela de mosquetero

Termos

Tijeras para papel

Toallas de papel delgadas

Tubos:

- Criotubos de hilo externo e interno (1,8 - 5 ml)
- Tubos de centrifuga (25-15)
- Viales (4 - 20 ml)

Tubos capilares, pipetas Pasteur de vidrio y tiras de papel filtro (se usará en la toma de muestras en fluido)

Vaso de precipitación (500 ml)

Vermiculita húmeda (sustrato)

Visera de aumento

Reactivos*

Isoflurano o cloroformo (1 l)

Etanol 70 % (4 l)

Solución salina fisiológica al 10 %

Agua destilada (3 galones)

Dicromato de potasio al 2% ($K_2Cr_2O_7$) (1 l)

Formalina

Roxicaina (2 frascos de 50 ml, opcional)

*La cantidad señalada corresponde para la recolección de aproximadamente 50 especímenes, por lo que deberá ajustarse de acuerdo con el número de hospedadores que se espera recolectar.