

University of Nebraska - Lincoln

DigitalCommons@University of Nebraska - Lincoln

Faculty Publications from the Harold W. Manter
Laboratory of Parasitology

Parasitology, Harold W. Manter Laboratory of

1996

Técnicas de Parasitología de Practicas de Campo para el Uso Durante la Investigación de Mamíferos

Scott Lyell Gardner

University of Nebraska - Lincoln, slg@unl.edu

Follow this and additional works at: <https://digitalcommons.unl.edu/parasitologyfacpubs>



Part of the [Biodiversity Commons](#), [Laboratory and Basic Science Research Commons](#), [Other Life Sciences Commons](#), [Parasitology Commons](#), and the [Zoology Commons](#)

Gardner, Scott Lyell, "Técnicas de Parasitología de Practicas de Campo para el Uso Durante la Investigación de Mamíferos" (1996). *Faculty Publications from the Harold W. Manter Laboratory of Parasitology*. 767.

<https://digitalcommons.unl.edu/parasitologyfacpubs/767>

This Article is brought to you for free and open access by the Parasitology, Harold W. Manter Laboratory of at DigitalCommons@University of Nebraska - Lincoln. It has been accepted for inclusion in Faculty Publications from the Harold W. Manter Laboratory of Parasitology by an authorized administrator of DigitalCommons@University of Nebraska - Lincoln.

APENDICE 5

TECNICAS DE PARASITOLOGIA DE PRACTICAS DE CAMPO PARA EL USO DURANTE LA INVESTIGACION DE MAMIFEROS

Scott Lyell Gardner
División de Parasitología
Universidad del Estado de Nebraska
Casilla postal 880338
Universidad de Lincoln-Nebraska
Internet: slg@unl.edu

INTRODUCCION.....	1
PROCEDIMIENTOS PARA LA COLECTA DE ECTOPARASITOS.....	3
PRACEDIMIENTOS PARA LA COLECTA DE PROTOZOAS (COCCIDEOS), ACANTHOCEPHALA (GUSANOS DE CABEZA ESPINOSA), CESTODES (GUSANOS PLANOS), TREMATODES (FACIOLA), Y NEMATODES GUSANOS PLANOS).....	6
RECOLECCION DE DATOS.....	12
MATERIAL NECESARIO PARA COLECTAR PARASITOS.....	13
MATERIAL FUNGIBLE.....	14
MATERIALES NECESARIOS PARA COLECTAR APROXIMADAMENTE DE 100 MAMIFEROS.....	15
FIGURA 1-3.....	16

La obtención de parásitos de mamíferos que son colectados durante las investigaciones o bio-inventarios toma mucho tiempo; y en el pasado, estas colectas raramente se realizaban. De cualquier forma, los parásitos y otros simbios formen un componente importante de las características biológicas y ecológicas de los hospederos y deben ser muestreados. Por ejemplo, trabajos recientes en la diversidad parasitaria y la biogeografía en mamíferos de Bolivia por Gardner y Duszynski (1990), Gardner (1991), y Gardner y Campbell (1992 a,b) no hubiera podido realizarse sin el trabajo de colección apropiado de la fauna parasitaria/simbiótica de los hospederos.

Muchos investigadores son reacios para disponer de una o dos personas del equipo de campo y se considera a estos estudios como "auxiliares o colaterales". De cualquier forma, los métodos más eficientes y efectivos para obtener datos de la fauna parasitaria de un grupo de hospederos es coleccionar los parásitos cuando los mamíferos están siendo procesados en el campo. Ejemplos de este tipo de datos que pueden ser obtenidos cuando el hospedero está siendo coleccionado son: Prevalencia, intensidad de infección, y distribución de los parásitos en o sobre los individuos y en las poblaciones de hospederos.

Los estudios de sistemática y características ecológicas de hospederos y parásitos requieren de la identificación apropiada de ambos grupos. Si los parásitos asociados con el hospedero no son coleccionados y preservados apropiadamente, el diagnóstico a nivel de las características de especie (por ejemplo características morfológicas) casi siempre será imposible; además, la preservación inapropiada del material parasitario limitará severamente los estudios basados en moléculas intactas de ADN de estos parásitos.

Los problemas de identificación de los hospederos corren pueden ocurrir cuando se transfieren accidentalmente de un hospedero a otro en el tiempo de la colecta. La transferencia de hospedero antropológico puede ocurrir en cualquier lugar y es difícil de evitarlo en el campo. Por ejemplo, los ectoparásitos de un hospedero pueden permanecer en una trampa después de que el animal se lo haya extraído de la trampa. Estos parásitos pueden ser transferidos luego a otro hospedero de una especie diferente en la misma u otra localidad. El traslado antropológico de hospederos ocurre incluso más frecuentemente cuando el hospedero se coloca en un frasco de sacrificio que no está limpiado completamente después de haber sido usado.

En esta sección, se puntualizarán métodos de colecta de parásitos que maximicen la cantidad de información morfológica y molecular posible de cada parásito obtenido. Los procedimientos son diseñados para minimizar la posibilidad de errores en la recolección de datos debido a la transferencia de hospedero antropológico.

Mis colaboradores, Dr y Señora Rober L. Rausch, Dr. Terry L. Yates, y Dr. Sydney Anderson y yo han estado usando esta metodología en el campo por más de 25 años y desde este tiempo ha evolucionado considerablemente.

La información se ha coleccionado en laboratorios de campo en una forma en línea compuesta por diferentes investigadores componentes del equipo de investigadores de campo que poseen tareas

específicas. La información adicional de técnicas de colecta se presentan en Pritchard y Kruse (1982) y Anderson (1965).

Debido a la preocupación de contraer varios virus del manejo de mamíferos silvestres colectados yo recomiendo el uso de guantes quirúrgicos y mandil que se use en los procedimientos de laboratorio.

A. Procedimientos para la colecta de Ectoparasitos y ectosimbiontes.

1. Cada hospedero vivo se coloca en una nueva bolsa de plástico (1.5 - 2 ml). Los hospederos muertos que se han sacado de las trampas o recolectados de las trampas de golpe deberían ser colocados inmediatamente en una nueva bolsa plástica para evitar la pérdida de ectoparásitos y la contaminación cruzada de hospederos. Dependiendo del tamaño del hospedero, la bolsa ideal puede ser de 200 mm x 350 mm.
2. La bolsa con el hospedero (vivo o muerto) se coloca en una jara de vidrio o plástico que contenga un algodón remojado ligeramente en cloroformo o eter. Yo recomiendo estos químicos pues tienden a matar tanto al hospedero como al parásito efectivamente. Los hospederos muertos deben ser tratados con cloroformo o eter para asegurar que sus ectoparásitos también mueran.
3. Después de que los huesped y sus parásitos están muertos, y mientras que el animal esté en su bolsa, el investigador sacude y cepilla los ectoparásitos muertos del pelaje dentro del fondo de la bolsa. También examina la región de la pinna, oídos y cuerpo en búsqueda de garrapatas, piojos trombiculidos que sean sacados o almacenados. El hospedero luego se lo pasa al próximo miembro de la línea para el cariotipo u otro procedimiento (Ver apéndice #). Se confecciona una etiqueta (ver figura 1) que se coloca dentro de la bolsa que contenga los ectoparásitos, la bolsa luego es amarrada y colocada a un lado. El investigador repite el procedimiento con el próximo animal hasta que todos los animales sean procesados. Los datos en la etiqueta se escriben con tinta de india permanente e incluye la identificación del número del hospedero, el número de colecta de campo del colector.
4. El preparador debería inspeccionar al animal cuidadosamente en búsqueda de ectoparásitos mas pequeños. Generalmente la pinnae externa, y el pelaje se examina usando un estereoscopio. El pelaje se parte con pinzas de relojero y agujas de disección y se comienza a examinar a bajo poder (20 - 40 X) y luego se incrementa (50 - 70 X) para ver si los objetos sospechosos tienen patas. Muchos tipos de pulgas viven en los tejidos subcutáneos conectivos de los mamíferos. Estos generalmente son hallados tirando la piel del hospedero y examinando debajo de la piel. Las larvas de las moscas (boros y gusanera) pueden también encontrarse en la región subcutánea de los mamíferos.

La única forma confiable para colectarlos para su posterior identificación es criarlos hasta que llegue a la forma adulta en una cámara artificial. Por lo pronto no es posible identificar a las larvas de boro. Las larvas de la mosca del boro son sacados del hospedero y colocados con la cabeza arriba en una caja pequeña, alta, porosa. Las cajas de balas (calibre .45 o 10-12 mm) hechos de plastiform son especiales para este propósito, ya que estas larvas pueden ser colocadas en la caja, almacenadas y transportadas varias al mismo tiempo. Los parásitos y otros simbioses pueden ser sacados con pinzas, agujas o trapo y colocados en etanol. Si una garrapata o pulga está sujeta a la piel del hospedero, es mejor cortar la piel antes que arrancarlo, para asegurarse que se incluya las partes de la boca. Las pulgas que están sujetas al pelo o invaden el folículo se colectan sacando el pelo completo para preservarse ambos. La localización de todos los ectoparásitos colectados se establece en el libro de campo del colector. Ver figura 1. Como un ejemplo de una anotación de campo de un colector de parásitos. Anotando los números de los ectoparásitos colectados de cada región del cuerpo del hospedero y del tipo de recipiente usado facilitará la localización del organismo en los recipientes durante el análisis de laboratorio posterior. Los ectoparásitos y otros ectosimbiontes son preservados en etanol al 70% (ETOH). Los parásitos de cada hospedero individual deberían ser almacenados en recipientes separados.

5. Una pequeña cantidad de ETOH al 70% (2-6 ml) se coloca en la bolsa de plástico que ha sido usado con el hospedero mamífero. El contenido es lavado a un lado y acumulado en una esquina de la bolsa. La bolsa es mantenida en un Whirl-pak (bolsa plástica con alambres para amarrar), la esquina es cortada de la bolsa que tiene los ectoparásitos y etanol y el contenido es vaciado en una bolsa whirl-pak mas pequeña. Este método produce una cantidad de muestra no contaminada de ectoparásitos y ectosimbiontes con un tiempo mínimo de gasto. Para evitar contaminación, las bolsas no deben ser reusadas nunca. El contenido de las bolsas de alambre deberían ser transferidas a recipientes tan pronto como se retorna al laboratorio.

B. PROCEDIMIENTO PARA LA COLECTA DE PROTOZOOS (COCCIDIA), ACANTOCEFALAS (GUSANOS DE CABEZA ESPINOSA), CESTODES (GUSANOS PLANOS, TREMATODES (FASCIOLA) Y NEMATODES (GUSANOS REDONDOS).

1. El investigador colecta endoparásitos de los especímenes hospederos después de que el fémur ha sido sacado para cariotipo y antes de que los tejidos han sido sacados para el análisis genético. Siempre enjuague las tijeras, pinzas y sonda en agua destilada o 70% de etanol (ETOH) y secarlo con un papel de laboratorio entre cada animal para evitar contaminación con sangre y otro fuente de ADN foráneo.

2. Si el animal está aún tibio y fresco (por ejemplo la sangre no se ha coagulado), se realiza un frotis de sangre. El investigador coloca una gota de sangre (aproximadamente 250 ul) en el medio del porta objetos usando una pipeta plástica desechable. Con el extremo de otro portaobjetos y mantenido en un ángulo adecuado y se pone en contacto con la gota de sangre. El porta objetos inclinado es empujado uniformemente y rápidamente para formar una capa delgada de sangre (una sola capa de glóbulos) (Figura 2). Etiquete el portaobjetos usando un lápiz de punta de diamanta con el número de campo del hospedero y déjelo secar. Dependiendo de la humedad, el porta objetos debería secarse en un periodo entre 10 a 30 minutos. Los frotis de sangre nuevos deberían fijarse al final de cada día o al tiempo de que seque si la temperatura y humedad son altas. Los frotis de sangre son fijados con 100% de metanol por espacio de 2 a 5 minutos. Los frotis de sangre que se han realizado correctamente y tengan un espesor homogéneo son un documento importante para detectar protozoos y microfilarias (nemátodes juveniles).
3. Para buscar y coleccionar endoparásitos del sistema digestivo, los investigadores cortan a lo largo del esófago, estómago y cólon justo hasta el recto. Se debe tener cuidado de no perforar los órganos durante este procedimiento porque hay la posibilidad de que se transfieran los parásitos de un órgano a otro e invaliden la información sobre la distribución de parásitos de un hospedero. El tracto digestivo se lo extrae intacto y se lo coloca en una placa petri que contenga un poco de agua con una etiqueta que permita identificar el número de colecta del campo del hospedero. Si el órgano es grande, un balde o un recipiente de porcelana se usa en vez de la placa petri o beakers. Si los órganos son muy grandes (por ejemplo de un alce, ballena o elefante), se pueden tomar submuestras de los órganos.
4. A este punto del proceso, el investigador examina la cavidad del cuerpo, hígado, riñones y pulmones en busca de quistes de helmintos o gusanos filaroides. Todos los órganos pueden sacarse del hospedero para futuros trabajos moleculares o genético-bioquímicos pero se debe examinar cuidadosamente buscando parásitos. Los nemátodes filaroides pueden ser encontrados en el corazón, aorta, cavidad pleural, mesenterio o tejido subcutáneo. Acantocefalos larvales o juveniles, pentastomas, nemátodes, céstodes y tremátodes pueden encontrarse en el hígado, mesentérico u otros tejidos.

Si se encuentran quistes de céstodes, algunos son fijados in-situ en los tejidos del hospedero. Esto se realiza sacando parte del órgano con el quiste intacto y preservar la muestra al 10% de formalina. Si se encuentra más de 10 quistes de céstodes en un hospedero, algunos quistes son sacados, cuidadosamente abiertos, y los estrobilos de céstodes relajados en agua destilado seguido por una fijación de formalina al 10%. Adicionalmente, algunas son preservados en

ETOH al 95% y algunos congelados en nitrógeno líquido. Estos métodos de preservación aseguran material adecuado para futuras investigaciones tanto morfológicas como de biología molecular.

5. Después de buscar los parásitos de la cavidad del cuerpo y otros tejidos del hospedero, el colector libera el tracto intestinas del mesentéreo y lo enrecta. Esto es necesario para apurar el proceso de cortado a todo lo largo del intestino con un par de tijeras. El estómago, intestino delgado, ciego y el intestino grueso son colocados en placas petri por separado, cada uno con una etiqueta que identifique el número de campo del hospedero. Los platos petri deben siempre ser limpiados y secados entre cada hospedero. Cada organo es abierto y examinado para parásitos. Es importante usar tijeras con punta roma porque las tijeras de punta perforan el órgano mientras cortas haciendo difícil abrir el órgano rápidamente. Para especímenes pequeños es apropiada las tijeras de iris. Un enterotomo es apropiado para cortar el intestino de los animales grandes. Si hay agua en abundancia, el contenido intestinal puede ser lavado en un tamiz de tierra y luego colocado en un plato petri para empezar a buscar. Si el agua está medida, uno tiene que tomar la ventaja de que los gusanos se unden y el resto del material flota. El contenido intestinal es cubierto con agua y delicadamente se mueve y el material mas liviano (partes de planta y otros elementos nutritivos) flotará y puede ser decantado. Este procedimiento se repite varias veces y luego el material que queda se busca helmintos. La búsqueda se puede realizar con la ayuda de un estereoscopia de 10x o una lupa de joyero con visor. Si se encuentran muchos especímenes de helmintos el contenido intestinal debería ser preservado en formalina al 10% para poder contar el número de parásitos en forma exacta en el laboratorio.
Los órganos tales como la piel, ojo, vejiga, pulmones, y vesicula deben examinarse también, preferiblemente con un microscopio de disección. Los tremátodes comúnmente se encuentran en los ductos biliares de la vesícula biliar del hígado y en las venas mesentéricas y nemátodes pequeños pueden encontrarse en la vejiga urinaria.
6. Para relajar y matar a los céstodes (gusanos planos), tremátodes (fasciola), y acantocéfala (gusanos de cabeza espinosa) se coloca en agua destilada aunque se puede usar agua del grifo o agua filtrada de río. Para matar y relajar no use agua salina. El desbalance osmótico causa una acumulación de agua en la cavidad del cuerpo del gusano produciendo un shock osmótico y muerte. La presión en aumento en la cavidad del cuerpo también causa que el escolex o proboscidos sobresalgan o la estróbila del céstode se relaje. Es especialmente importante dejar un espécimen el tiempo suficientemente largo para sacar al escolex o proboscis y relajar la estróbila o cuerpo. El proceso de relajación puede tomar de 10 minutos a mas de una hora, dependiendo del tamaño del gusano y de la especie. Después de relajado y matado, el

helmintho es fijado con 10% de formalina y colocado en un recipiente con el número de campo y la localización del parásito en el hospedero. Estos datos se colocan en una etiqueta (Ej. SI para intestino delgado, C = ciego) (para fijar asuma que el formaldehído al 37% = 100% de formol para el 10% de dilución). Coloque los especímenes en un recipiente con suficiente agua, añada suficiente formalina 10% para hacer una solución al 10%. Los parásitos de cada órgano deben ser preservado en un recipiente aparte, y los parásitos de un órgano no deberían ser colocados con parásitos de otro órgano.

7. Solución salina nunca se usa para matar los céstodes u otros plathelminthos porque previenen tanto del desbalance osmótico como de la muerte subsecuente. Sin embargo, al tiempo de la disección, los nemátodes deben ser colocados en solución salina y el agua destilada debe evitarse. El desbalance osmótico causado por la inmersión de los nemátodes en agua destilada causan que el nemátode explote y en muchos casos los especímenes son destruidos. Mientras se trabaja con el hospedero, los nemátodes pueden ser colocados temporalmente en solución salina y luego transferidos directamente en el recipiente llenado el 90% con agua caliente (no hirviendo). Haga una solución de formalina al 10% en un recipiente llenando el resto del recipiente con formalina al 100%. Alternativamente, los nemátodes pueden colocarse en ácido acético glacial (GAA) por unos minutos antes de transferirlo ya sea al formalina al 10% o etanol al 70%. El tratamiento con GAA causa que los nemátodes no se espiralicen y se enrecten y luego pueden ser almacenados ya sea en ETOH al 70% o 10% de formalina. Los especímenes tratados siguiendo estas direcciones son mucho mas fáciles de identificar que aquellos fijados sin este enrectador debido a que las características morfológicas son mas fáciles de ver. Los especímenes a ser preservados para análisis molecular deberían ser lavados con solución salina, colocados en un tubo Nunc y almacenados en nitrógeno líquido o colocados en un recipiente con etanol al 95%.
8. **ANÁLISIS GENÉTICO:** Si existe un número suficiente de helminthos, los individuos representativos deberían ser preservados en nitrógeno líquido para futuros estudios de aloenzimas y ADN. Ya que los ácidos acético glacial y formalina destruirán el ADN del organismo, los individuos que sean preservados para futuro análisis genético **no deberían** ser tratados con GAA o formalina antes de ser congelados o preservados en etanol. Alternativamente, los especímenes a ser preservados para estudios de ADN pueden ser preservados en ETOH al 95%. Debido a los riesgos de transporte de especímenes desde remotas localizaciones del campo, el investigador debería preservar los parásitos usando muchos diferentes métodos, para asegurar la disponibilidad de material adecuado para estudios futuros.
9. El material fecal debería ser preservado en solución de

dicromato de potasio al 2.0% ($K_2Cr_2O_7$) para colecciones posteriores y estudio de parásitos de coccidea. Una bolita de excremento o algún material del ciego debería colocarse en un recipiente, llenar aproximadamente la mitad con $K_2Cr_2O_7$ al 2.0% y colocar una etiqueta con el número de campo y el nombre genérico del hospedero. Los recipientes con tapa de seguridad Wheaton (15 mg) son lo mejor para esto. La mitad del recipiente se llena con 2.0% $K_2Cr_2O_7$ que contenga la suficiente cantidad de oxígeno para mantener los coccideos vivos, estos recipientes son reusable muchas veces y raramente se chorrean.

10. Si existen muchas coespecies de hospederos disponibles, de 2 a 5 tractos gastro-intestinales enteros deberían ser preservados individualmente en formalina al 10%. esto permitiría exámenes en el futuro de las características morfológicas del intestino y cualquier gusano asociado in situ.

REGISTRO DE DATOS:

Cada investigador debería mantener su libro de campo para el registro de datos de las colecciones y las preparaciones que ha realizado. Ver la figura 3 para un examen de una página de un libro de campo de un parasitólogo.

El libro de campo debería tener un papel conteniendo el 100% de algodón. Sólo se debe escribir con tinta de indias permanente. Para cada registro, se debe colocar el número de campo de colecta de los hospederos y el número de colecta individual. Incluso el número de colecta se debe colocar en la muestra de parásito para tener los datos repetidos tanto con la carcaza o el espécimen simbiotipo (Frey y otros, 1992).

Los colectores deberían numerar sus especímenes secuencialmente, comenzando con 1 y continuando indefinidamente, en vez de comenzar la secuencia con un número nuevo en cada viaje; por ejemplo SLG-1 a SLG-12500. El colector precede su número con sus iniciales para permitir su identificación de cada espécimen. El nombre de la especie del hospedero debe ser colocado y se coloca la naturaleza de la identificación de campo provisional con el reconocimiento. La localidad de un parásito en un hospedero debe ser anotado. (Figura 1). El colector debería también registrar el tipo general de parásito encontrado en cada órgano.

MATERIALES NECESITADOS PARA LA COLECTA DE PARASITOS:

Equipo y material de vidrio

- Microscopio de disección con 0.5x a 30x de aumento
- Fuente de luz brillante. Linterna de cabeza (Ej. Justrite, ver apéndice 6) con 4 baterías "D" que trabajen bien.
- Dos pares de pinzas de joyero (100 mm).
- Dos pares de pinzas de disección con punta curva (120-140 mm)
- Recipiente de coloración Copelin para el colorar frotis de sangre.
- Bandeja de disección de porcelana pequeño (300 mm x 200 mm) y grande (400 mm x 300 mm).
- Tijera, tanto con punta fila y con punta roma de diferentes medidas. Tijera de iris de 100 mm para trabajos finos, 120 mm punta roma para trabajos menos delicados, tijera con punta fila 120 mm para cortar tejidos.
- Grafo con tinta indeleble o lápiz DELUX UNIBALL (Faber-Castell) con tinta indeleble.
- Bisturi y hojas cambiables para cortar tejidos (número 21)
- Tamiz de muestreo de suelos (uno pequeño No 325 serie standard USA de 45 micrometros de tamaño y 20 cm de diámetro) para capturar los nemátodos y permitir que las partículas coloidales del agua escapen.
- Lápiz de punta diamante para numerar los frotis de sangre
- Luz fluorescente para trabajos de detalle en el microscopio o luz con visor.
- Tanque de nitrógeno líquido (con capacidad para que resista el tiempo de duración del viaje del campo).

MATERIAL FUNGIBLE

- Portaobjetos
- Placas petri de plástico chico, mediana y grande
- Sonda pequeño
- Agujas y sonda de disección
- Pipetas de plástico desechables (varias)
- Papel para diario de campo 100% algodón
- Recipientes, 15 ml o 20 ml con tapa de presión Wheaton
- Recipiente con tapa de resaca e inserción de teplón 15 ml
- tubos nunc (con tapa café para parásitos)
- Papel para etiquetas para poner dentro de los recipientes (se puede usar el papel del diario de campo o etiquetas de museo).

REACTIVOS

100% Metanol (MEOH)

95% Etanol (ETOH). Se puede hacer de ETOH 70% de esto

100% formalina (35% formaldehído).

USO ESTIMADO DEL MATERIAL Y EQUIPO PARA UN VIAJE DE COLECTA DE CAMPO

La lista de abajo son los requerimientos para coleccionar parásitos de aproximadamente 100 mamíferos. Para colectas generales, plan de uso de aproximadamente 1 bolsa de plástico grande, 2 bolsas de alambre, 2 tambores y 215 ml de recipientes con tapa de presión por hospederos. Realmente el uso probablemente sea menos porque no todos los hospederos tienen parásitos.

- 1 caja de 144 de recipientes de tapa de presión de 15 ml
- 1 caja de 144 de recipientes de tapa de presión de 15 ml
- 1 caja de 144 de recipientes de tambor con rosca de teflón
- 2 cajas de portaobjetos standard pre limpiados
- 10 cajas de pañuelos o tissues para limpiar equipo
- 100 tubos nunc con tapa café
- 2 rollos de toalla de papel
- 200 pipetas desechables plásticas
- 500 ml (100%) formalina
- 500 ml 95% etanol
- 1000 ml 70% etanol
- 500 ml 100 metanol
- 200 bolsas rectangulares de plástico (1.2-2 ml de grosos y de 200 mm x 350 mm de tamaño).
- 400 bolsas con punta de alambre u otro sistema para cerrar
- 200 páginas de diario de campo 100% algodón.

FIGURAS 1 - 3

Figura 1.

Ejemplo de etiqueta de datos para colocarse en los recipientes o bolsas de plástico con los especímenes de parásitos. A. Muestra una etiqueta para colocarse en el recipiente con nemátodos del ciego del *Ctenomys leucodon* NK30679. Se incluye el número del colecto, el número de identificación de campo, el tipo de preservante y el tipo general y número aproximado de parásitos en el recipiente. B. Muestra una etiqueta para colocarse en un recipiente con materia fecal y dicromato de potasio del ciego de un *Ctenomys leucodon* NK30679. C.