

REVISTA PARASITOLOGÍA LATINOAMERICANA

Vol. 69/N° 1 – MAYO 2020

Versión: On-Line: 0719-6326

Artículos originales

- Leishmaniasis cutánea y embarazo. Presentación de un caso en Guanacaste, Costa Rica.
- Colecta, preparación e identificación de parásitos.
- Prevalence and epidemiological aspects of Giardiasis in patients of Vale Do Paraíba, Sao Paulo, Brazil: Retrospective study.

Conferencia “II Congreso Chileno de Parasitología”, Santiago, Chile, 2020

- Actualización sobre el tratamiento de las enfermedades parasitarias humanas. Tablas terapéuticas.

Trabajos Libres “II Congreso Chileno de Parasitología”, Santiago, Chile, 2020

- Evolución y distribución del riesgo de enfermedad de Chagas en Chile entre 1989 y 2017.
- Contribución de factores ambientales, variables sociodemográfica y urbanización a la mortalidad por Echinococcosis quística humana en Chile (2001-2011).
- Distribución y factores de riesgo de Echinococcosis quística en la Región del Libertador Bernardo O’Higgins entre 2010 y 2016.
- Monitoreo entomológico y parasitológico de triatominas en áreas del Campus de Ciencias Agrícolas de la Universidad Federal del Valle en Petrolina, Brasil.
- Helmintos parásitos de *Hemidactylus mabouia* (Gekkonidae) en un área agrícola de fruticultura en el nordeste de Brasil.
- Presencia de *Coenurus serialis* en conejos del sector periurbano de Padre las Case (Región de la Araucanía, Chile). Alerta de una potencial zoonosis.
- Análisis de variación genética mediante PCR-ISSR, en plerocercoides de *Diphyllbothrium* sp. (Cobbold, 1858) de peces del Lago Colico, Región de la Araucanía.
- Detección de ADN de *Trypanosoma cruzi* en murciélagos de dos áreas protegidas del centro-norte de Chile: Antecedentes preliminares.
- Detección molecular de *Rickettsia* en pulgas de roedores de Chile.
- Primer registro y estudio de prevalencia de *Trichinella* en el visón americano (*Neovison vison*) en la Región de Los Ríos, Chile.
- Factores asociados con la detección de huevos de helmintos zoonóticos en áreas públicas de la ciudad de Concepción, Chile.
- *Trichinella* sp en roedores silvestres y sinantrópicos de Chile centro y sur.
- Análisis de la frecuencia de presentación de ectoparásitos en perros y gatos de la comuna de Concepción, Chile.
- Caracterización molecular de un Trypanosomatideo circulando en guanacos (*Lama guanicoe* Müller 1776) de Putre y Magallanes, Chile.
- Chemosensitization of *Trypanosoma cruzi* by probenecid and carbenoxolone.
- Innexin homologue channel activated by hyperosmotic stress in *Trypanosoma cruzi*.



Órgano Oficial de la SOCHIPA



Órgano Oficial de la Federación
Latinoamericana de Parasitólogos



Órgano Oficial de la Red de Zoonosis

REVISTA
PARASITOLOGÍA
LATINOAMERICANA

Volumen 69 N° 1- MAYO 2020

On-Line: 0719-6326



Órgano Oficial de la SOCHIPA



Órgano Oficial de la Red de Zoonosis

Editor

Mauricio Canals (Chile)

Editores Asociados

Catalina Muñoz (Chile)
Fernando Fredes (Chile)
Inés Zulantay (Chile)
Jorge Gonzalez (Chile)
Marisa Torres (Chile)
Pedro E. Cattán (Chile)
Renzo Tassara (Chile)
Werner Apt (Chile)

Editores Adjuntos

Aldo Solari (Chile)	Jorge Sapunar (Chile)
Alejandro Llanos-Cueto (Perú)	Liliana Semenas (Argentina)
Alejandro Schijman (Argentina)	Luis Gil (Chile)
Ana Fliser (México)	Mario George Nascimento (Chile)
Anne Petavy (Francia)	Michael Miles (Alemania)
Arturo Ferreira (Chile)	Michel Tivarenck (Francia)
Benjamín Cimerman (Brasil)	Naftale Kats (Brasil)
Chris Schofield (Inglaterra)	Oswaldo Ceruzzi (Uruguay)
Claudio Lazzari (Argentina)	Patricia Muñoz (Chile)
Daniel González (Chile)	Patricio Torres (Chile)
David Botero (Colombia)	Paulo Coelho (Brasil)
David Gorla (Argentina)	Ramón Lazo (Ecuador)
Felipe Guhl (Colombia)	Raúl Romero (México)
George Hillyer (Puerto Rico)	Rodrigo Zeledón (Costa Rica)
Guillermo Denegri (Argentina)	Santiago Mas-Coma (España)
Héctor Alcaíno (Chile)	Telmo Fernández (Ecuador)
Isabel Noemí (Chile)	Thomas Weitzel (Chile)
Ives Carlier (Bélgica)	

Secretaria

Ana Zulantay

Editorial

Estamos viviendo un dramático recuerdo de los conceptos de zoonosis y “spillover”

El aumento de la población, la globalización y el cambio climático han significado un cambio en la prevalencia y aparición de nuevas enfermedades infecciosas, muchas de ellas zoonóticas y transmitidas por insectos hematófagos, con cambios en los patrones espaciales y temporales de reservorios, vectores y hospederos. Esto ha significado la re emergencia y emergencia de numerosas enfermedades. Más del 70% de estas son zoonóticas, donde el factor más importante es la transgresión de la barrera entre especies, concepto conocido como “spillover”. Entre las enfermedades re-emergentes destacan la tuberculosis y la malaria multiresistente, la impresionante extensión del dengue y del virus del Nilo Occidental (WNV), el resurgimiento de la plaga, síndrome cardiopulmonar por virus Hanta, el cólera y las enfermedades transmitidas por garrapatas.

Últimamente, han llamado la atención las enfermedades cuyo reservorio son los murciélagos, principalmente los frugívoros. Los murciélagos tienen al menos 76 virus de peligro potencial para el humano, entre los que destacan los virus Rabia, Marburg, Hendra, Nipah, Menangle, Tioman, Ebola y los coronavirus SARS y MERS.

Los estudios actuales muestran casi con seguridad que SARS CoV-2 tiene un origen en los murciélagos. Este nuevo “spillover” está impactando la humanidad con una gran pandemia (COVID-19, para la OMS) y actualmente ya cuenta con cerca de 2,5 millones de casos reportados y 170 mil muertos afectando todos los aspectos de la vida de la humanidad.

Mauricio Canals Lambarri (M.D., PhD.)
Editor
Parasitología Latinoamericana

Prof. Dr. César Náquira
(Q.E.P.D.)



El Dr. Náquira, en su larga trayectoria, tuvo importantes contactos con Chile, pues permaneció en nuestro país desde el año 1963 a 1970 revalidando su título de médico cirujano en Chile. En nuestro país se inició una gran amistad con el suscrito, la que perduró hasta su fallecimiento. Fue miembro extranjero de la cátedra Parasitología del Profesor Amador Neghme. De regreso al Perú, obtuvo grandes logros como investigador y docente, entre los cuales podemos mencionar: Doctor en Medicina de la Universidad Mayor de San Marcos (Lima, 1974), Miembro Extranjero de la Academia Medicina de Chile (1987), Miembro de la Academia Peruana de Salud (2004), Miembro de Número de la Academia Medicina del Perú (2006) y Jefe del Instituto Nacional de Salud del Ministerio de Salud del Perú (2004-2006). Por sus extraordinarios méritos personales, como docente e investigador, se le otorga la distinción de Profesor Emérito de la Universidad Mayor de San Marcos. El Dr. Náquira fue además Profesor e Investigador de la Universidad de Cayetano Heredia de Lima. Se perfeccionó en Bioquímica Parasitaria con el profesor chileno Moisés Agosín, quien se había trasladado a Athens Georgia, USA. Fue socio fundador de la Sociedad Peruana de Parasitología en 1970 (SOPEPA), fue su Secretario, Tesorero y Presidente. Como tal presidió el XI Congreso de la Federación Latinoamericana de Parasitología (FLAP XI) en Hotel Sheraton de Lima, Perú, en 1993. Publicó cerca de 110 artículos en revistas nacionales e internacionales y 10 capítulos de libros y formando parte del Comité Editorial de la Revista Medicina Experimental y Salud Pública del Perú, hasta su deceso.

La Parasitología Peruana, Chilena, y Latinoamericana, ha perdido a uno de sus hijos más ilustres y el suscrito a un entrañable amigo.

Dr. Werner Apt

Prof. Dr. Hernán Reyes Morales
(Q.E.P.D.)



Con el término del mes de Noviembre de 2019 nos dejó el Prof. Dr. Hernán Reyes Morales.

El Dr. Reyes inició sus estudios de Medicina en la Universidad de Chile, obtuvo el título de Médico Cirujano en 1954, hizo carrera académica y alcanzó el más alto rango, Profesor Titular, en la misma universidad.

El ejercicio profesional del Prof. Dr. Hernán Reyes estuvo siempre ligado a la docencia en el Campus Oriente, donde enseñó con pasión la Parasitología Clínica.

Sus clases eran notables por la claridad con que entregaba los contenidos, por las anécdotas que narraba y que nunca faltaban y, por sus especiales dotes de dibujante. El Dr. Reyes fue un dibujante eximio y un maestro virtuoso.

Recuerdo con emoción cómo explicaba los ciclos parasitarios al mismo tiempo que los iba dibujando ordenadamente en el pizarrón, donde nada sobraba ni nada faltaba y el resultado final era una obra de arte pues, toda la clase quedaba expuesta en el pizarrón, en un cuadro estético que aún guardo en la memoria.

Una de las anécdotas que solía relatar decía relación con “los cantos rodados de las piedras.” Decía que los golpes en el rodar terminaban por suavizar el filo de las piedras, la sabiduría tiene los cantos rodados señalaba.

La sabiduría es conocimiento, es ecuanimidad, es reflexión y también es haber vivido, haber rodado y haber recibido los golpes del fracaso y la alegría del triunfo.

Al Dr. Reyes se lo encontraba muy ocasionalmente caminando por los pasillos del Hospital del Salvador o por las calles, edificios y casas que conformaban el Campus Oriente, él estaba siempre en su oficina estudiando y tomando apuntes en un block de notas junto con un café humeante.

En su oficina recibía con gran cordialidad a todos los alumnos, internos y médicos que concurríamos a consultar alguna materia que, por menor que ésta fuera, su explicación terminaba siempre en una clase magistral.

El curso de Parasitología integraba el currículum del Tercer Año de la Carrera de Medicina y mi generación al egresar, transcurridos 4 años desde que cursamos la Cátedra de Parasitología Clínica, optó por la unanimidad, distinguir con el **Premio Mejor Docente** al Prof. Dr. Hernán Reyes Morales. Era el 9 de enero de 1987 y egresaba la generación 1986.

Este es un modesto tributo para un Gran Maestro.

Dra. Silvana Corona Spedalieri

Leishmaniasis cutánea y embarazo. Presentación de un caso en Guanacaste, Costa Rica.

DAMASO HERNÁNDEZ DÍAZ¹, XAVIER ARAYA PIZARRO¹, ROGER CAMPOS ROBLES¹,
LESLIE CARAZO CHANTO¹, LAURA ARBUROLA CARVAJAL¹, YERLIN HERNÁNDEZ
CHINCHILLA¹, KIMBERLY BOLAÑOS CÉSPEDES¹, ANA LUCÍA MATEUS VARGAS¹,
YOSSELIN MORALES RODRÍGUEZ¹, ISABEL SOLÍS GUZMÁN¹, LLIRA BONILLA HERRERA¹,
BRYAN DÍAZ BADILLA¹, MARÍA FERNANDA SOTO EDUARTE¹, MARÍA FERNANZA SOZA J¹.

¹ Caja Costarricense de Seguro Social (CCSS).

Autor de correspondencia: Leslie Carazo
E.mail: lezcarazo@gmail.com

Recibido: 20/12/2019 Aceptado: 20/12/2019

Summary

Leishmaniasis is a zoonotic disease transmitted in America by sandflies of the genus *Lutzomya* sp. In the human being, the parasite can be found in the amastigote stage where it multiplies in macrophages and the reticuloendotelial system, while in the sand flies it can be found multiplying in the digestive tract in metacyclic promastigote stage.

The lesions may vary from papules to ulcers, which can be unique or multiple character. The differential diagnosis is very important because there are other conditions that cause similar lesions.

Costa Rica ranks fifth in cases reported in Latin America.

In this project a clinical case diagnosed in the country of Costa Rica is presented, where laboratory testing is fundamental to detect the characteristic forms that cause pathology in the human being. Treatment control is a priority nature in pregnant women, these patients must be strictly addressed with alternative treatment given their teratogenic potential.

Resumen

La leishmaniasis es una enfermedad zoonótica transmitida por flebótomos del género *Lutzomya* sp. en América. En el ser humano el parásito se puede encontrar en la forma de amastigoto donde se multiplica en macrófagos y sistema reticuloendotelial, mientras que en los flebótomos se puede encontrar en el estadio de promastigoto metacíclico multiplicándose en el tubo digestivo.

Las lesiones pueden variar desde pápulas hasta úlceras, las cuales pueden ser únicas o de carácter múltiple. El diagnóstico diferencial es de suma importancia debido a que existen otros padecimientos que provocan lesiones similares.

Costa Rica ocupa el quinto lugar de casos reportados en América latina.

En este proyecto se presenta un caso clínico diagnosticado en el país de Costa Rica, donde el examen de laboratorio es fundamental para detectar las formas características que causan patología en el ser humano. El control de tratamiento es de carácter prioritario en condición de embarazo, estas pacientes deben ser estrictamente abordadas con herramientas alternativas de tratamiento dado su potencial teratogénico.

Introducción

La leishmaniasis es un grupo de enfermedades producidas por parásitos protozoarios pertenecientes al género *Leishmania*, es una zoonosis transmitida por insectos dípteros de los géneros *Phlebotomus* y *Lutzomyia*.^(1,2)

El agente tiene dos formas: la no flagelada o amastigoto, que se encuentra en el hombre y en animales susceptibles o reservorios y la forma flagelada o promastigoto metacíclico, la cual se encuentra en el tubo digestivo de los insectos vectores de este parásito; estas últimas constituyen las formas infectantes, que al ser inoculadas al ser humano, pierden sus flagelos convirtiéndose en amastigotos y éstos se multiplican en el interior de los macrófagos y las células del sistema reticuloendotelial.⁽²⁾

Manifestaciones clínicas

Después de la picadura por el mosquito infectado, el período de incubación es usualmente varias semanas después de la inoculación (2-6 semanas)

las lesiones pueden aparecer inmediatamente después de la picadura o el período de incubación puede tardar incluso algunos meses o años por lo que las formas clínicas varían desde lesiones cerradas como pápulas, nódulos y placas que pueden ser de aspecto verrugoso hasta las formas ulceradas. La úlcera típica es redondeada, de bordes elevados, eritematosos, acordonados, con centro granulomatoso limpio y base infiltrada. La lesión inicial puede ser única o múltiple, y en ocasiones las lesiones pueden confluir. En nuestro caso la paciente ya presentaba una lesión satelital compatible con leishmaniasis cutánea, tipo ulcerativa⁽³⁾

Cuando hay sobre-infección bacteriana se tornan dolorosas, de fondo sucio, secreción purulenta, recubiertas por costra de aspecto mielisérico, eritema en la periferia y signos inflamatorios locales. Las zonas de la piel más afectadas son las descubiertas, principalmente cara, miembros superiores e inferiores. Es raro observar lesiones en la palma de la mano, planta de los pies o cuero cabelludo. La enfermedad puede tornarse crónica luego de 12 semanas sin cierre de la úlcera o con la transformación de la misma en una placa verrugosa de bordes elevados recubiertos con escamas y/o costras que coinciden con los borde de la cicatriz de la

lesión inicial⁽⁴⁾

Es importante señalar que la especie infecciosa, la localización de la lesión y la respuesta inmunitaria del hospedero son los principales factores determinantes de las manifestaciones clínicas y de la cronicidad de las lesiones no tratadas. **Diagnóstico Diferencial.**

Es muy importante realizar el diagnóstico diferencial de la leishmaniasis con diversas entidades clínicas como las que se mencionan en la siguiente tabla:

Tabla 1. Diagnóstico diferencia de leishmaniasis cutánea

- Picaduras de insecto
- Úlceras traumáticas
- Nódulos piogénicos
- Granulomas por cuerpo extraño
- Infecciones por micobacterias: tuberculosis cutánea y micobacterias atípicas
- Infecciones fúngicas: paracoccidioidomicosis e histoplasmosis en viajeros a zonas endémicas
- Lepra
- Sarcoidosis
- Esporotricosis
- Sífilis
- Tumores cutáneos

Nota: de Revisión de leishmaniasis cutánea.2010 por Del Rosal Rabes et al. Revista Pediatría de Atención Primaria.2010 ⁽¹⁾

Situación en Costa Rica

En Costa Rica la Leishmaniasis se considera un problema de salud pública, por lo tanto es de notificación obligatoria ya que el número de casos promedio ha aumentado significativamente, ubicando al país en el quinto lugar con mayor tasa de incidencia de América Latina. ⁽⁵⁾

Dentro de las especies comunes de *Leishmania spp*, en Costa Rica se ha encontrado, el Subgénero *Viannia*, dos especies muy importantes: *L. (V.) panamensis*, la más frecuente y la *L. (V.) braziliensis*, como causantes de la leishmaniasis cutánea y mucocutánea respectivamente. ^(3,2,5)

En su estudio Jaramillo y Espinoza indican que la infección al hombre se puede dar a partir de parásitos provenientes de un reservorio animal (ciclo zoonótico) que en nuestro país se han demostrado en los perezosos (*Bradypus griseus*) y *Choloepus hoffmani*, como los principales reservorios, o a partir de parásitos que el vector ha tomado de otro hospedero humano (lo que se considera un ciclo antroponótico) ^(3,2)

Asimismo Zeledón et al. (1985) por su abundancia, presencia en casi todas las zonas del país y hábitos antropofílicos, *L. ylephiletor*, es el principal vector en Costa Rica. ^(5,6)

Caso clínico

Paciente femenina de 19 años embarazada que consulta al médico por presentar lesión en la espalda de más de un año de evolución, refiere que ha tomado varios medicamentos y cremas de uso tópico y no desaparece la lesión, a su vez refiere que ha vivido en Nicaragua, y ha estado migrando de este país a Costa Rica. Al final se radicó en Guanacaste, la paciente desde entonces ya tenía la lesión.

Examen Físico

Se estudió a una mujer de 19 años de edad con 33.3 semanas de gestación, presentaba una lesión a nivel de espalda simétrica, de bordes irregulares de coloración rojiza uniforme, con un diámetro de 3.4cm. Lesión tipo ulcerativa, sin secreción con lesión satelital de aproximadamente menos de 1 centímetro de diámetro.

Otros datos revelan buen estado general eupneica, afebril, sin afecciones cardiológicas ni pulmonares, gestante no patológica al examen físico. Se envía a la paciente al Laboratorio se toma muestra de la lesión arrojando positividad al frotis revelando presencia de amastigotos de *Leishmania sp*. Paciente es referida a cita por Especialista en Dermatología para valorarla, no se le administró tratamiento antes de ser referida.



Discusión

El tratamiento de primera elección para las diferentes formas de la leishmaniasis son las sales antimoniales pentavalentes (Sb5+). En nuestro país lo constituyen el antimoniato de meglumina (Glucantime) y la fosfocolina (Miltefosina), los cuales se administran en dosis únicas durante 20 días sea intramuscular o intravenosamente. No obstante estos medicamentos deben ser estrictamente vigilados debido a que causan alteraciones hepáticas (elevación de transaminasas), cardíacas (arritmias, alteraciones electrocardiográficas), renales (elevación de nitrógeno ureico y creatinina), pancreáticas (elevación de amilasa sérica), mialgias, artralgias; por lo que aquellos que previo al tratamiento presenten alteraciones de este tipo estarán contraindicados. ⁽⁴⁾

En mujeres embarazadas estos dos medicamentos están seriamente contraindicados dado su potencial teratogénico ⁽³⁾. Se ha descrito que el antimoniato de meglumina se ha asociado con abortos, prematuridad y malformaciones congénitas, razón por la cual la paciente no recibió tratamiento ya que al momento de su consulta tenía 33.3 semanas de gestación. ⁽⁷⁾

Es importante señalar que en la administración y abordaje de cualquier medicamento debe operar el costo/beneficio para el paciente preservando su bienestar y su vida. Esta no es la excepción a la regla ya que la decisión de no dar tratamiento a la paciente obedece a que se protege tanto a la madre pero principalmente al niño.

No obstante, la vigilancia en embarazadas se mantiene y aunque pueden recibir el tratamiento después del parto, no es raro que al recuperar la inmunidad celular la leishmaniasis cutánea se resuelva espontáneamente. Se ha descrito que el embarazo conlleva a una disminución en la inmunidad celular de la madre (respuesta Th1) y un aumento en la respuesta inmune adaptativa (Th2). Estos cambios obedecen al proceso normal de la gestación y se normaliza luego del parto. Al disminuir la respuesta celular -las enfermedades infecciosas como la leishmaniasis cutánea para la cual la respuesta inmune celular activada es crucial-, las lesiones causadas pueden ser más notorias, ser más protuberantes y más ricas en amastigotos en mujeres embarazadas. Sin embargo, estas no se diseminan ni se difunden a las mucosas. En la mayoría de los casos llegan a resolverse por sí solas, una vez terminado el embarazo, la inmunidad celular repunta a tal punto que hay cicatrización completa ⁽⁸⁾. Jaimes y Rodríguez (2018) también proponen que la mujer embarazada con leishmaniasis cutánea no debe recibir tratamiento porque la enfermedad no entraña

riesgo alguno para ella ni para el feto, y porque en el posparto la inmunidad celular materna se recupera debido al aumento de la producción de sintetasa de óxido nítrico y de IFN- γ , mecanismos efectores esenciales para destruir el parásito. Cabe mencionar que tampoco hay riesgo de transmisión vertical de la enfermedad. ⁽⁵⁾ Por otra parte Conceição-Silva et al (2013) proponen que en el caso de la leishmaniasis visceral, el tratamiento sí es imperioso, ya que hay riesgo de transmisión vertical, el cual ha sido demostrado en modelos experimentales ^(8,9,10,11). Mientras tanto, el riesgo de transmisión al feto en leishmaniasis cutánea no se ha descrito por lo que puede darse seguimiento a la paciente sin antimonales durante el curso de su embarazo y se administre hasta después del parto. ⁽⁸⁾

Se ha descrito la termoterapia como herramienta alternativa para el tratamiento de las lesiones hasta que repunte la inmunidad celular y se resuelvan las lesiones. En nuestra paciente, el abordaje final fue referirla a dermatología donde se permitió terminar su embarazo y posteriormente recibir su tratamiento sin riesgo alguno.

Referencias

1. Gamboa R. Leishmaniasis Cutánea (Revisión Bibliográfica). Revista Médica de Costa Rica y Centroamérica 2009; 66 (588): 169-172.
2. Guía de Atención de la Leishmaniasis. Medicina & Laboratorio 2011; 17: 553-580
3. Jaimes A, Rodríguez G. Leishmaniasis cutánea y embarazo. Biomédica 2018; 38: 8-12.
4. Ministerio de la Protección Social de Colombia. Guía para la Atención Clínica Integral del Paciente con Leishmaniasis 2010; 237: 1-57.
5. Morgan DJ, Guimaraes LH, Machado PR, D'Oliveira Jr, A, Almeida RP, Lago EL et al. Cutaneous leishmaniasis during pregnancy: Exuberant lesions and potential fetal complications. Clin Infect Dis 2007; 45: 478-82.
6. Ministerio de Salud de Costa Rica. Análisis de la Situación de Salud Costa Rica 2014; 1-193.
7. Jaramillo O, Espinoza A, Lobo R. Estado Actual de la Leishmaniosis en Costa Rica. Acta Médica Costarricense 2009; 51: 158-164.

8. Conceição-Silva F, Nazaré F, Fernandes M, De Camargo E, Schubach A, Valete-Rosalino C, Kropf P, Muller I. Two Women Presenting Worsening Cutaneous Ulcers during Pregnancy: Diagnosis, Immune Response, and Follow-up. *PLOS Neglected Tropical Diseases* 2013; 7: 1-6.
9. Berger BA, Bartlett AH, Saravia NG, Galindo SN. Pathophysiology of Leishmania infection during pregnancy. *Trends Parasitol* 2007; 33: 35-46.
10. Pagliano P, Carannante N, Rossi M, Gramiccia M, Gradoni L, Faella FS et al. Visceral leishmaniasis in pregnancy: A case series and a systematic review of the literature. *J Antimicrobial Chem* 2005; 55: 229-233.
11. Zeledón R, Murillo J, Gutiérrez H. Flebótomos antropófilos y leishmaniasis cutánea en Costa Rica. *Bol Of Sanit Panam* 1985; 99: 163-162.

Colecta, preparación e identificación de parásitos.

PABLO OYARZÚN-RUIZ^{1,2}, DANIEL GONZÁLEZ-ACUÑA¹

¹ Laboratorio de Parásitos y Enfermedades en Fauna Silvestre, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Concepción, Chillán, Chile.

² Becario ANID Doctorado Nacional, Programa de Doctorado en Ciencias Veterinarias, Universidad de Concepción, Chillán, Chile.

Correspondencia: Pablo Oyarzún-Ruiz. Email: pablooyarzunruiz@gmail.com

Autor correspondiente: Daniel González-Acuña.

E.mail: danigonz@udec.cl

Recibido: 15/04/2020 Aceptado: 15/04/2020

Summary

Parasites constitute the most numerous organisms in terrestrial ecosystems, both in magnitude and number of species; however, knowledge of them is fragmentary and scarcely taken into consideration. Performing the right preparation and identification of parasites is vital when a parasitic diversity survey is carried out in wildlife. Thus it is necessary to know the methods of collection, preservation and identification methods for parasites. A collection of parasites could be successful but if relevant aspects regarding manipulation for every group of parasites are not considered in the determination of identification, the study will be fruitless. In the present review, we provide the most valuable details regarding work with parasites, since these are collected until they are classified by the specialist for every taxonomic group. The treatment for every endoparasite and ectoparasite species is different for each group and according to the conditions of every specimen (alive or dead parasites, fresh or frozen, pre- or post- ingestion of blood). The techniques described in the literature are somewhat varied; consequently, here we describe the techniques with better results in our experience and currently the ones most used by the international parasitological community. Furthermore, in a second part of this review we provide a list of mandatory references, with several classic parasitology literatures for every taxonomic group. The proper collection, preservation and/or mounting of parasites allow us to study and know their structures, classify them taxonomically and help us distinguish them from other specimens from other locations. In this way, we conserve part of the scientific heritage by giving a permanent record of the world's species, in addition to preserving material that will allow us to understand taxonomic and biogeographic problems, distributional changes, extinction of host species and their parasites, as well as detect new biological resources, among other advantages.

Key words: endoparasites, ectoparasites, collection, preservation, taxonomy.

Resumen

Los parásitos constituyen los organismos más numerosos de los ecosistemas terrestres, tanto en cantidad de especies como en número, y a pesar de esto su conocimiento es fragmentado y ha sido escasamente abordado. Realizar una correcta preparación e identificación de los parásitos es clave al momento de iniciar estudios de diversidad parasitaria en fauna silvestre, por lo que es necesario en primera instancia conocer métodos de colecta, de preservación y finalmente identificación de los parásitos. Una colecta puede ser exitosa, pero si no consideramos aspectos relevantes en el manejo de cada grupo de parásitos para poder posteriormente identificarlos, el trabajo será infructífero. En esta revisión entregamos los detalles más valiosos para tratar los parásitos desde el momento en que se colectan hasta que quedan en condiciones de ser identificados por el especialista de cada grupo. El tratamiento tanto de endoparásitos como ectoparásitos difiere según el grupo y según las condiciones en que estén los especímenes (vivos o muertos, frescos o congelados, pre o post ingestión de sangre). Las técnicas descritas en la literatura son muy variadas por lo que aquí describimos las técnicas que nos han dado mejores resultados y que actualmente son las más usadas por la comunidad parasitológica internacional. Además, en un segundo bloque de esta revisión, entregamos un listado de referencias obligatorias, dentro del cual se encuentran los textos de parasitología clásica para cada grupo taxonómico. La adecuada colecta y posterior preservación y/o montaje de los parásitos nos permite poder estudiar y conocer sus estructuras, clasificarlos en su adecuada taxonomía y poder diferenciarlos con ejemplares similares de otros lugares geográficos. De esta forma, conservamos parte del patrimonio científico dando un registro permanente de las especies del mundo, además de preservar material que permitirá comprender problemas taxonómicos, biogeográficos, cambios distribucionales, extinción de especies hospedadoras y sus parásitos, así como detectar nuevos recursos biológicos entre otras ventajas.

Palabras clave: endoparásitos, ectoparásitos, colecta, preservación, taxonomía

Introducción

La apropiada colecta, preservación y preparación de parásitos son tareas fundamentales para asegurar su identificación y posterior depósito en alguna colección de museo, de tal manera que facilite su futura revisión por parte de parasitólogos (1). Si bien existen algunos protocolos, estos varían según el enfoque de

los autores en la clasificación de los parásitos (morfológica y/o molecular) (2), por lo que una recopilación de las técnicas más apropiadas se hace necesario para establecer un consenso de estas.

A esto se suma la necesidad de que los parásitos, tanto externos como internos, sean procesados de tal forma que permitan la utilización de diferentes técnicas enfocadas en el diagnóstico morfológico como

molecular, lo cual tiene particular importancia en las nuevas especies descritas para la ciencia como aquellas consideradas crípticas (3,4).

Colectar, preservar, montar y mantener en el tiempo los parásitos de la fauna silvestre, nos permite acceder en el tiempo a la información morfológica de las especies, clasificarlos taxonómicamente, y determinar la variedad de especies que existen en la naturaleza y de esta forma diferenciar las especies similares existentes en otros lugares geográficos. De esta forma, conservamos parte del patrimonio científico entregando un registro permanente de la herencia natural de la diversidad del planeta, además de preservar material que permitirá comprender problemas taxonómicos, biogeográficos, extinción de especies, cambios distribucionales, y aportar con nuevos recursos biológicos, entre otras ventajas.

A continuación, se describen los diferentes pasos a seguir para garantizar una adecuada calidad de las muestras de parásitos y así permitir su preservación prolongada e identificación precisa. Las recomendaciones están basadas en las sugerencias de distintos especialistas en el área como también en la experiencia de los autores.

Helmintos y Pentastómidos

Colecta, fijación y preservación

Cada uno de los parásitos de los diferentes Phyla se tratan de manera distinta previo a preservarlos, siempre y cuando el hospedador haya fallecido recientemente. En caso contrario, cuando los cadáveres no son frescos o el animal o sus órganos hayan sido congelados o fijados en algún preservante, los parásitos se procesarán de forma distinta. En el primer caso, una vez realizada la necropsia y extracción, los parásitos se colocan separados en placas Petri según cada sitio y órgano de colecta (5,6). En el caso del aparato digestivo, se deben separar según el tracto analizado (estómago y diferentes segmentos del intestino) (6,7). Para el caso de los nematodos, los especímenes se colocan en una solución salina al 0,9% para mantenerlos vivos por un corto período de tiempo y facilitar la remoción del detritus presente sobre su superficie. Luego se aplica agua cercana al punto ebullición directamente a la placa Petri, lo cual causará la muerte del parásito y hará que éste quede casi o completamente recto. A continuación, los nematodos se colocan inmediatamente en formalina 4% para su fijación por algunas horas, y luego se depositan en alcohol al 80% para su preservación (6,8,9). Los platelmintos monogeneos, trematodos y cestodos se dejan por más tiempo en la solución salina; sobretodo, aquellos con

con una longitud corporal mayor (e.g. trematodos: Cyclocoelidae, *Fasciola*; cestodos: *Taenia*, *Dibothriocephalus*). Mientras estén en la solución salina, y con la ayuda de una pinza blanda (o pinza entomológica) y un pincel fino, se remueve con sumo cuidado el detritus presente sobre el cuerpo de los platelmintos, siempre teniendo en consideración lo frágiles que son. Además, con la misma pinza blanda, los platelmintos deben moverse de manera constante en la solución salina para que así se estiren completamente (6,10). No se debe manipular el escólex de los cestodos o las espinas cefálicas de los trematodos, ya que dichas estructuras se desprenden con facilidad (Figura 1). Una vez logrado esto, se agrega agua a punto de hervir, y luego se depositan los vermes en el fijador (formalina 4%), para luego preservarlos en alcohol 80% (6-12). En el caso particular de los trematodos sanguíneos (superfamilia Schistosomatoidea) es recomendable utilizar solución salina citratada (sal de mesa y citrato de sodio diluidos en agua) en reemplazo de la solución salina. La solución salina citratada evita la formación de coágulos en torno a los vermes, además de facilitar la visualización de éstos en el medio sanguinolento donde se encuentran (6).

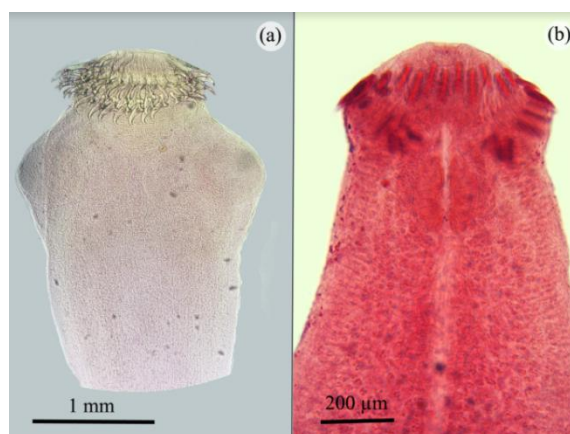


Figura 1. (a) Escólex del cestodo *Taenia hydatigena* aislado desde el intestino delgado de un zorro culpeo (*Lycalopex culpaeus*). Nótese la presencia de un rostellum armado con hileras de ganchos y la presencia de ventosas. Este espécimen fue teñido con alum carmín. (b) Extremo anterior del trematodo *Echinostoma echinatum* aislado del colon de un cisne de cuello negro (*Cygnus melancoryphus*). Nótese la presencia de espinas conformando el disco peristómico. Este espécimen fue teñido con carmín de Semichón.

Los acantocéfalos son algo más complejos de tratar, sobre todo si son encontrados con sus probóscides firmemente embebidas en la mucosa intestinal (Figura 2) provocando la formación, en algunos casos, de nódulos de gran tamaño que son

visibles desde la serosa intestinal (13). En dichas situaciones, y debido al gran valor taxonómico de la probóscide, se debe trabajar bajo una lupa estereoscópica y con la ayuda de pinzas finas para removerla cuidadosamente evitando su ruptura y la pérdida de sus ganchos. Una vez removido el helminto completo, se coloca en una solución salina 0,9% a baja refrigeración (~4°C) durante toda la noche. Esto evita que la probóscide retráctil se invagine dentro del cuerpo del helminto. Si ocurriera la invaginación, no permitiría una adecuada observación de la probóscide, forzando a diseccionar el parásito con el riesgo de dañar dicha estructura. Cuando que el acantocéfalo muere en la solución salina, es recomendable utilizar la misma forma de fijación y preservación descrita para los platelmintos (6,8,11,12).

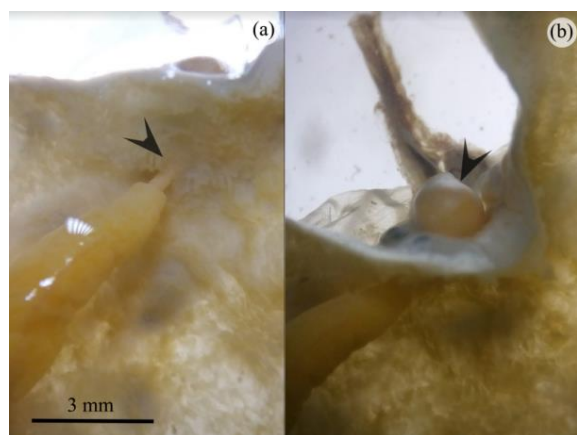


Figura 2. Probóscide del acantocéfalo *Profilicollis* sp. inserto profundamente en la mucosa del intestino delgado de una gaviota dominicana (*Larus dominicanus*). (a) Acantocéfalo visto desde la mucosa intestinal como tal, donde sólo queda visible el cuello (cabeza de flecha) y cuerpo del mismo. (b) Vista desde la serosa del mismo espécimen, donde es evidente la formación de un nódulo (cabeza de flecha) causado por la penetración profunda de la probóscide.

Si bien los pentastómidos son raramente encontrados en la fauna silvestre chilena, sus estadios adultos pueden colectarse desde diversos sitios como las fosas nasales o sacos aéreos, incluso en algunos casos pueden ser colectados en el sistema digestivo (14). Respecto a su manipulación, fijación y preservación, trátelos de la misma forma que los nematodos (15). Los estadios larvarios de los helmintos y pentastómidos que se encuentran libres en la cavidad celómica (e.g., tetratiridios presentes en anfibios o reptiles) o enquistados en el parénquima de los órganos de sus hospedadores intermediarios (e.g., metacercarias, cisticantos) se tratan de la misma forma que los estadios adultos con respecto a su relajación, fijación y preservación (10,11,15,16). La única diferencia es que los estadios larvales presentes dentro de estructuras quísticas deben

ser liberados con anterioridad. Para lograrlo, existen métodos mecánicos tales como utilizar una aguja para pinchar un borde del quiste y permitir la salida de la larva o por presión entre cubre- y portaobjetos (11,16). También existen métodos químicos, tal como utilizar enzimas para intentar simular las condiciones presentes en el sistema digestivo o el uso de hipoclorito de sodio 10% para digerir la pared quística (17,18). En este último caso, la selección de uno u otro procedimiento variará según la complejidad que imponga la misma estructura quística y la disponibilidad de recursos económicos de los investigadores. Para los helmintos de hospedadores que no hayan sido procesados inmediatamente después de ser colectados, sugerimos otros protocolos. En el caso que el animal haya sido congelado, los parásitos se colocan en placas Petri con agua potable, se limpian como se indicó anteriormente y se fijan en alcohol 80% (8,12). Este procedimiento no generará problemas para nematodos, trematodos y cestodos de gran tamaño (> 2 cm), tales como *Fasciola hepatica* y *Dibothriocephalus*, y tampoco para acantocéfalos. En el caso de trematodos y cestodos pequeños (<1cm), si son depositados inmediatamente en el alcohol al 80%, existe el riesgo de que los especímenes se destruyan, probablemente como consecuencia del daño ya hecho por los cristales de agua durante la congelación. En este último caso, se sugiere depositar dichos vermes en concentraciones crecientes de alcohol, agregando inicialmente pequeños volúmenes de alcohol 40% a la placa Petri y luego de unos minutos cambiarlos a alcohol 70% y finalmente alcohol 80%. Respecto a los animales mantenidos en refrigeración por un tiempo prolongado (varios días), se recomienda tener los mismos cuidados indicados para el caso de la congelación. No obstante, es posible que el daño a los vermes sea mayor ya que los cambios autolíticos del hospedador alterarán la integridad de los parásitos. La congelación y refrigeración prolongada representan un desafío para el estudio morfológico de platelmintos y acantocéfalos, ya que muchas de sus estructuras externas como espinas y ganchos, además de sus órganos internos, sufren alteraciones en su anatomía o se pierden durante el proceso de descongelación y consecuente descomposición. Si bien los parásitos podrán ser colectados y preservados, su correcta identificación será dificultosa, tanto desde el punto de vista morfológico como molecular por el daño provocado al ADN. En el caso de los vermes extraídos de hospedadores u órganos preservados en alcohol o formalina, es posible que los vermes mantengan una adecuada integridad de sus estructuras internas. Sin embargo, el problema surge al tratar de montarlos. Se debe considerar que, aunque el hospedador fue preservado

inmediatamente, existe la posibilidad que los parásitos se mantuvieran vivos hasta tomar contacto con el preservante, que actuará como un irritante haciendo que los vermes se contraigan y que sus estructuras retráctiles se invaginen, preservándose así y dificultando su posterior manipulación y montaje (8). En términos generales, recomendamos el uso de pinzas blandas para la manipulación de los parásitos (6); de no poseerlas, use pinzas que sean lo más suave posibles. En el caso de los parásitos diminutos, tales como algunas especies de céstodos de la familia Hymenolepididae, tremátodos sanguíneos, miembros de la familia Heterophyidae o larvas de cualquier grupo, recomendamos que se colecten usando una pipeta de vidrio con pera de goma, para así no dañar a los helmintos. El uso de formalina representa una limitante si deseamos realizar estudios moleculares (6,8). En dicho caso, si se dispone de material suficiente de parásitos, se recomienda fijar una parte en formalina 4% y otra en alcohol 80% o 96%. Estas últimas dos concentraciones permiten una buena preservación del material genético de los especímenes (6,8,16). También se recomienda que los microtubos o tubos falcon que contengan los vermes sean dispuestos en una gradilla para evitar la pérdida del alcohol o formalina, y así mantener una adecuada preservación de los mismos.

Diafanización y tinción

Una vez que los vermes han sido adecuadamente preservados, pueden ser preparados de diversas formas para su posterior identificación, lo cual dependerá del tipo de helminto, lo que el investigador determine como estructura(s) clave(s) para la identificación, o de los recursos con el cual éste cuente. Los nematodos, acantocéfalos y pentastómidos no requieren ser teñidos (ver 8, 13, 15). En general, estos vermes son diafanizados con dos preparaciones: alcohol glicerinado (alcohol 70-80% y glicerina, en proporción 50/50) o lactofenol (8,9,11,15). La preferencia de uno u otro depende de los insumos disponibles para su preparación, siendo de mayor complejidad el lactofenol, aunque éste igualmente podría adquirirse de forma comercial. Es importante aclarar que estos preparados son montajes temporales puesto que no quedan adheridos ni sellados al vidrio. Así, para que las muestras sean duraderas recomendamos su frecuente revisión y reposición de la fracción de solución perdida, ya que ambas preparaciones se evaporan a temperatura ambiente (9,11). En el caso de los platelmintos, si bien hay autores que optan por su inmediata diafanización, esto no se recomienda. La diafanización de especímenes no teñidos, hará que todos los órganos queden translúcidos, dificultando la clara determinación de la forma y organización de los

mismos dentro del cuerpo. Las técnicas de tinción utilizadas para los platelmintos son variadas, por ejemplo, alum carmín, carmín clorhídrico, hematoxilina de Harris, tinción de semichón (6,10,11) (Figura 1). La elección de una u otra técnica es sumamente subjetiva. Lo recomendado es intentar con varias técnicas y elegir la que le permita una clara observación de las diversas estructuras internas. Además, considere los insumos que requiere la preparación de cada una. Para el montaje permanente de los especímenes teñidos, hay diferentes medios, pero el más utilizado por los helmintólogos es el bálsamo de Canadá (6,8-10,12,16). Una desventaja de este medio es que su secado es muy lento a temperatura ambiente, por lo cual se recomienda dejarlos en un horno de secado a 37°C durante una semana (F. Drago *comunicación personal*). Una vez secos, los preparados se pueden almacenar en cajas de portaobjetos. En el caso de los cestodos, si se desea observar con mayor detalle la morfología de los ganchos del escólex, contabilizarlos y medirlos, se debe remover el escólex y prepararlo de distinta forma, diafanizándolo bien con las preparaciones antes indicadas, o con la solución de Berlesse (utilizada para los ectoparásitos) ya que logra una mejor diafanización de los ganchos (19).

Hay casos especiales, como ciertos trematodos de la familia Notocotylidae, cuyos estadios adultos presentan papilas y/o una cresta en su superficie ventral (20), las cuales tras la tinción de los especímenes son difíciles de observar (Figura 3), particularmente las de pequeño tamaño. Por esta razón, se sugiere su caracterización y conteo bajo lupa estereoscópica o bien destinar algunos especímenes para microscopía electrónica de barrido (MEB) (e.g. 21).



Figura 3. Vista ventral del tremátodo *Notocotylus attenuatus* aislado desde el ciego de un cisne de cuello negro (*Cygnus melanocoryphus*). Nótese la presencia de 3 hileras de papilas en la superficie ventral. Imagen obtenida bajo lupa estereoscópica con el verme sin teñir.

La diafanización o tinción de los especímenes limita *per se* la posterior utilización de técnicas moleculares. Así, si se dispone de un número suficiente de especímenes, se encomienda preservar algunos para dichos fines. Pero si el número es bajo, se puede obtener secciones de algunos especímenes. Por ejemplo, en el caso de cestodos de gran tamaño (e.g., *Taenia* spp.), se puede cortar los segmentos iniciales de la estróbila para su preservación, dejando el resto del espécimen para las técnicas morfológicas. En el caso de los nematodos, se corta una pequeña sección de la zona media del cuerpo de los machos, y en las hembras primero se ubica la vulva y se corta hacia el extremo caudal de ésta, en caso de ubicarse en la zona media del cuerpo. Este último detalle es de suma importancia, ya que la ubicación y morfología de la vulva es un carácter importante para la identificación de estos helmintos.

Técnicas adicionales

Existen técnicas complementarias a las técnicas antes mencionadas. Desde el punto de vista morfológico, se puede utilizar la MEB, la cual permitirá detallar las características externas de los helmintos, la forma y organización de los labios, la presencia de espinas, papilas o domos en la superficie del tegumento, la ubicación de la apertura de poros excretores y la forma de estructuras nerviosas (deiridios) (e.g. 21,22). Esta técnica es sumamente útil para los acantocéfalos, ya que permite caracterizar la morfología de la probóscide y organización de sus ganchos, como también la distribución de las espinas en el cuerpo (23). En los cestodos, la MEB facilita la observación de la morfología y organización del escólex y del cirro, si éste estuviera protruido en su saco, y determinar la presencia de estructuras sobre el tegumento de las proglótidas (24). Finalmente, para nematodos del orden Spirurida (e.g., la familia Acuariidae), que se caracterizan por ser muy ornamentados, la MEB es muy útil ya que permite la descripción y ubicación anatómica de papilas, cordones cefálicos, deiridios y bursa copulatrix, ayudando así a su identificación (22).

Además, para caracterizar las proglótidas de los cestodos, recomendamos la utilización de cortes histológicos teñidos con hematoxilina y eosina. Estas tinciones le permitirán detallar la morfología y organización de los diferentes órganos presentes. Para estos casos, recomendamos preservar en formalina 10% múltiples proglótidas, tanto inmaduras como grávidas. Esto permitirá conocer cómo se organizan los diferentes órganos a medida que las proglótidas van madurando (24). Siempre se debe tener en consideración la preservación de especímenes aislados para posteriores análisis moleculares. Esto es

de vital importancia cuando se trata de describir especies nuevas. Como medio de preservación, recomendamos usar alcohol al 96%, y luego almacenar las muestras en refrigeradores (6,8,16). Los especímenes preservados en alcohol 80% igualmente presentan resultados favorables (6).

Otro grupo de técnicas que resultan útiles para caracterizar helmintos de hospedadores vivos, son los exámenes copro-parasitarios que permiten detectar huevos y larvas en las heces (25,26).

Las heces deben procesarse inmediatamente después de ser colectadas, para la detección de larvas, o ser fijadas en formalina 4% o alcohol 70% para su almacenamiento bajo refrigeración (~4°C) (26).

Si bien la principal limitante de las técnicas copro-parasitarias es la dificultad para establecer a qué especie pertenecen los huevos, resultan útiles como una primera aproximación en la determinación de la helminto-fauna de un hospedador en particular.

Algunas técnicas copro-parasitaria son: (i) la de Teuscher, que permite aislar huevos de gran tamaño como los de *F. hepatica*, (ii) la técnica de flotación simple con solución saturada de sal o azúcar, usada principalmente en aves (Figura 4), y (iii) la técnica de Baermann para aislar larvas de nematodos respiratorios, como *Aelurostrongylus abstrusus* en felinos (25, 26).

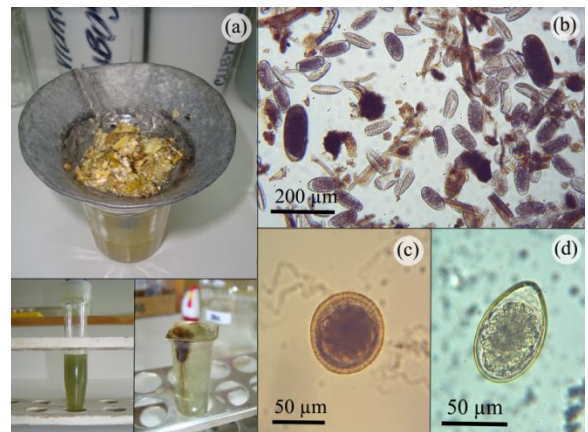


Figura 4. (a) Examen coproparasitario utilizando la técnica de flotación Teuscher del material fecal de un peuco (*Parabuteo unicinctus*), mostrando el momento en que las heces son tamizadas, la sedimentación de las mismas, y la agregación del sulfato de zinc que permitirá la flotación de las estructuras parasitarias. (b) Nótese los múltiples huevos de tipo estrongilideo y tipo *Nematodirus*, encontrados en heces de pudú (*Pudu puda*) después de utilizar la técnica de Teuscher. (c) Huevo tipo *Toxocara* encontrado en heces de un zorro chilla (*Lycalopex griseus*). Estos huevos se caracterizan por una pared gruesa y rugosa. Además, note cómo el embrión ocupa casi la totalidad del espacio interno del huevo. (d) Huevo syngamidae (cf. *Cyathostoma*) encontrado en las heces de un cormorán imperial (*Leucocarbo atriceps*). En su extremo aguzado posee una estructura tipo tapón.

Identificación taxonómica

Después de haber montado los helmintos, se deben comparar sus características morfológicas y morfométricas con las distintas claves taxonómicas presentes en libros y publicaciones en revistas científicas. Este trabajo demanda bastante tiempo y se debe realizar con sumo cuidado para no pasar por alto los detalles que diferencian una especie de otra (5,6,8). Dentro de las principales claves taxonómicas de endoparásitos recomendamos los textos publicados por Cram (27), Skrjabin (28-32), Petrochenko (33, 34), Yamaguti (35-38), Baruš *et al.* (39), McDonald (40,41), Schell (10), Riley (14), Khalil *et al.* (42), Gibson *et al.* (43), Jones *et al.* (20), Bray *et al.* (44) y Anderson *et al.* (45). Por otro lado, la sola utilización de técnicas moleculares en la identificación de helmintos desconocidos puede resultar poco útil si tales helmintos no poseen secuencias con las cuales comparar en GenBank. Para evitar esto, se recomienda una visión integrativa de la taxonomía, incluyendo una caracterización tanto morfológica como molecular (2).

Protozoos gastrointestinales y extraintestinales

Colecta y preservación

La colecta de protozoarios representa un desafío ya que sus fases de propagación (ooquistes) no son visibles macroscópicamente, exceptuando las fases quísticas presentes en órganos o tejidos del hospedador (macroquistes) (25). Dentro de los protozoos gastrointestinales, especies de *Eimeria* e *Isoospora* están presentes en un amplio espectro de hospedadores, siendo suficiente la colecta de muestras fecales (5,16). En el caso de animales enjaulados, como aves, reptiles o anfibios, la disposición de una superficie que no absorba el líquido de sus heces, de menor consistencia, será suficiente para colectar dicha muestra (26). En el caso de animales de mayor tamaño, como mamíferos que poseen heces más consistentes, se recomienda que la muestra se colecte de la parte superior de las mismas para evitar contaminación con estructuras presentes en el suelo. Se puede preservar la muestra fecal en alcohol 70%, formalina, o procesarla inmediatamente (16,26). En el caso de los protozoos extraintestinales, tal como *Eimeria truncata* que desarrolla su ciclo biológico en el riñón de los anseriformes, también se puede obtener muestras de protozoos colectando sus heces. Si se tuviera acceso a la carcasa del ave, se recomienda macerar el riñón, lo cual le permitirá obtener los ooquistes, que pueden ser destinados para análisis moleculares o caracterización morfológica (46,47). En el caso de protozoarios bucales, como *Trichomonas gallinarum*,

se utiliza un hisopo que debe colocarse inmediatamente en suero tibio o en un medio de cultivo adecuado para su posterior caracterización. La muestra sólo puede ser colectada de un animal vivo, ya que estos protozoarios son muy lábiles y mueren inmediatamente tras el deceso del hospedador. Al igual que los protozoos intestinales, éstos pueden ser preservados en alcohol para futuros análisis moleculares (47,48). En el caso de estructuras quísticas presentes en la musculatura esquelética (sarcoquistes de *Sarcocystis* spp.) se pueden preservar en alcohol al 96% para su posterior análisis molecular. La observación bajo microscopía óptica de los bradizoitos presentes dentro del sarcoquiste no permitirá ningún diagnóstico específico, excepto confirmar la presencia de dichas estructuras. Adicionalmente, el sarcoquiste se puede fijar y preservar en formalina 10% para su posterior análisis histológico. Esto facilita la caracterización de su pared quística y determinar la presencia de microquistes (49). Los protozoos tisulares tales como *Besnoitia*, *Toxoplasma* o *Neospora* presentan la dificultad que sólo generan microquistes que deben ser observados bajo microscopía óptica. En dichos casos, recomendamos la colecta de tejidos musculares de los hospedadores que representen sitios de elección para cada uno de estos protozoos y fijarlos en formalina al 10% para su análisis histológico o en alcohol 96% para su caracterización molecular. En general, dichas muestras son tejidos de elevada irrigación, tales como los músculos cuádriceps, intercostales, entre otros, y como son neurotrópicos, se deben colectar muestras del sistema nervioso central (50,51).

Aislamiento e identificación

Una vez colectadas y/o preservadas las muestras, se pueden utilizar diversas técnicas copro-parasitarias para identificar los protozoos. Las técnicas de flotación tales como la de flotación simple y Mini-FLOTAC requieren de una solución saturada de sal o azúcar y la técnica de Teuscher utiliza sulfato de zinc, permitiendo la detección de ooquistes de gran tamaño, como los de *Eimeria macusaniensis* encontradas en camélidos sudamericanos (25,26,52) (Figura 5a). También existen técnicas que permiten el conteo de los parásitos, como la de McMaster, la cual utiliza una solución saturada de sal (25,26).

Además, hay técnicas de tinción que permiten visualizar estructuras protozoarias particulares. Por ejemplo, la técnica de tinción de Ziehl-Neelsen es recomendada para detectar ooquistes de *Cryptosporidium* spp. (Figura 5c) y la técnica de Telemann para detectar quistes o trofozoitos de *Giardia* spp. (25).

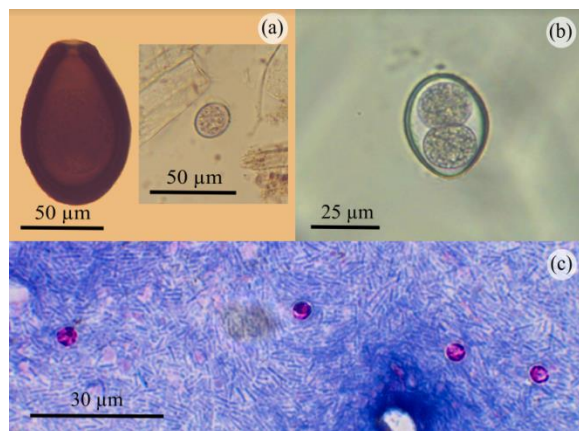


Figura 5. (a) Izquierda. Ooquiste no esporulado de *Eimeria macusaniensis*, protozoo específico de los camélidos Sudamericanos y considerado el de mayor tamaño para este grupo de hospederos. Derecha. Un protozoo no identificado del género *Eimeria*. Nótese la diferencia de tamaño al ser comparados a una misma escala. Ambos especímenes fueron aislados desde una misma llama (*Lama glama*). (b) Ooquiste esporulado de *Isospora* sp. Nótese la presencia de solo dos esporoblastos en contraste con los cuatro encontrados en los ooquistes esporulados del género *Eimeria*. Este protozoo fue aislado desde las heces de un cachorro de güiña (*Leopardus guigna*). (c) Ooquistes de *Cryptosporidium* sp. teñidos con fucsina tras la realización de la técnica de Ziehl-Neelsen. Este protozoo fue registrado en las heces de la cotorra argentina (*Myiopsitta monachus*), especie introducida en el país.

La técnica de copro-cultivo permite la caracterización morfológica de las diferentes etapas de esporulación de los protozoos. Dicho procedimiento se basa en tratar las heces frescas sin fijar, y que hayan resultado positivas al protozoo de interés, en un medio acuoso de dicromato de potasio bajo condiciones estandarizadas de temperatura, humedad y tiempo según cada caso. Este proceso estimulará la esporulación de los ooquistes no esporulados presentes en las heces frescas, y tras su observación bajo el microscopio óptico permitirá la identificación de sus diferentes estructuras y su clasificación taxonómica (53).

Artrópodos

Los artrópodos parásitos que se pueden coleccionar en animales silvestres son ácaros (incluyendo garrapatas), pulgas, piojos y moscas. En general, los ectoparásitos son preservados en alcohol al 70% o 80% y en caso de requerirlos para estudios genéticos es preferible preservarlos en alcohol al 96% o en alcohol absoluto. En el caso de las garrapatas, es conveniente coleccionarlas vivas por diferentes razones. Las garrapatas vivas pueden ser usadas para estudiar sus ciclos biológicos en laboratorio. En algunos casos, la colecta de garrapatas hembras grávidas es útil para reconocer especies puesto que en condiciones controladas de laboratorio, las hembras

grávidas pueden poner huevos de los cuales se puede obtener larvas que muchas veces permiten la identificación de la especie. Las garrapatas, especialmente las blandas, tienen una larga sobrevivencia por lo cual se pueden mantener por un prolongado tiempo en el laboratorio. Además, manteniendo vivas a las garrapatas inyectadas con sangre, éstas recuperarán su forma después de digerirla, favoreciendo su posterior identificación (54).

Fijación, preservación y montaje de Artrópodos Ácaros

Los ácaros que regularmente son fijados en el alcohol al 70%, también pueden ser preservados en líquido Oudemans. Para ácaros pequeños, como los de las plumas, se pueden usar medios químicos como la solución de Berlesse o Hoyer (55, 56). Algunos acarólogos modernos, especialmente las nuevas generaciones de los Estados Unidos, están usando un medio inventado hace casi 30 años llamado "6371^a-PVA mounting medium" (medio de montaje 6371^a-PVA) producido por un laboratorio de California. Es un medio que funciona bien, pero por el hecho de ser nuevo no sabemos aún si perdura a través de los años. En algunas ocasiones, después de un largo período de montaje los preparados se deterioran resquebrajándose, comprimiéndose y sufriendo infección con hongos. Para montar los ácaros, se deposita una gota de algún medio (e.g. solución de Berlesse, bálsamo de Canadá) en el centro del portaobjeto, se levanta el ácaro del alcohol con un alfiler u otro instrumento similar y se coloca cuidadosamente sobre la gota del medio esperando que se hunda y quede al centro. A continuación se coloca el cubreobjeto (circular o cuadrado) en forma oblicua sobre la gota del medio elegido, y se puede presionar suavemente el cubreobjeto para que el ácaro quede estirado. La habilidad para hacer buenos preparados requiere que la técnica mejore con la práctica, pero hay factores que permiten un mejor resultado. Por ejemplo, el tamaño de la gota a usar dependerá del tamaño del cubreobjeto y se debe evitar la presencia de burbujas asegurándose que el medio no esté muy seco.

Todo el proceso de ubicación del ácaro y postura del cubreobjeto no debe durar más de 3 minutos. Almacene los preparados para que se sequen en lugares libres de polvo, o cubriéndolos para evitar que se contaminen. Se puede acelerar el proceso de secado colocando los preparados en una estufa a unos 50°C (56). Para aclarar los ácaros más grandes se puede usar solución Nesbitt por 72 horas a una temperatura de 55°C, observando gradualmente bajo la lupa el grado de diafanización. El tiempo de

permanencia depende de la esclerotización del ácaro. Los ácaros que contienen sangre, deben ser pinchados para extraer el contenido. Después de lavarlos exhaustivamente en agua destilada se pasan por una serie ascendente de alcoholes (70%, 80%, 90%, 100%) y se montan en preparación permanente con solución de Berlesse, la cual los aclara. El líquido Nesbitt se usa para artrópodos que estén sucios y/o con el aparato digestivo repleto de alimento. Aquellos que estén limpios, se pueden montar directamente en solución de Berlesse, Euparal, bálsamo de Canadá o Hoyer (56). También, algunas especies se aclaran con lactofenol, el cual se debe conservar en frascos oscuros de color ámbar y envuelto en papel aluminio. Se dejan los artrópodos sumergidos en lactofenol dentro de placas Petri durante 24 a 48 horas. Se pueden colocar en estufa a 45° C para acelerar la diafanización. Una vez que están claros, se lavan en agua destilada y se montan con el medio elegido (e.g. solución Entellan, solución de Berlesse, bálsamo de Canadá). También se puede usar el líquido Vizthum, clarificante de uso general para ácaros, especialmente para especímenes hematófagos que contengan restos de sangre (57).

En la Figura 6 se observan diferentes tipos de ácaros montados en bálsamo de Canadá, después de haber sido limpiados, deshidratados y diafanizados.

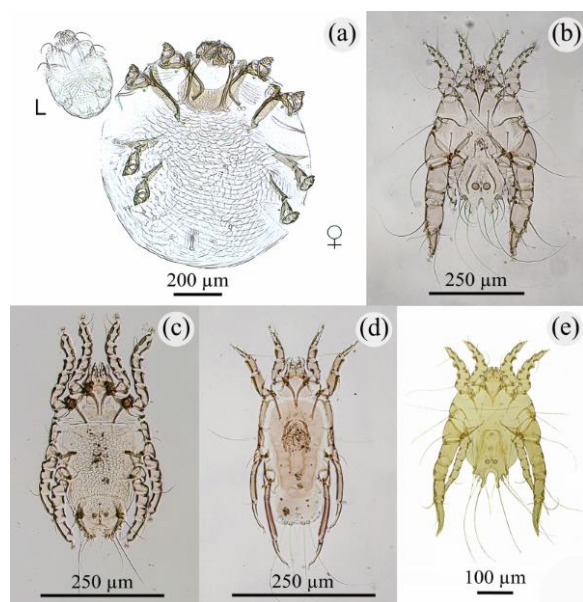


Figura 6 (a) *Cnemidocoptes jamaicensis*, ácaro que produce sarna en aves, colectado de las patas de un jilguero (*Spinus barbatus*). A la izquierda arriba se observa una larva y en el centro un adulto hembra. (b) *Eurydiscalges* sp. macho, ácaro de plumas encontrado en cachaña (*Encicognathus ferrugineus*) y choroy (*Encicognathus leptorhynchus*). (c) *Pararalichus hastifolia* macho, ácaro de plumas colectado desde cachaña y

choroy. (d) *Protonyssus* sp. hembra, ácaro de plumas colectado desde cachaña y choroy. (e) *Pandalura cirrata* macho, colectado desde el plumaje de un tucúquere (*Bubo magellanicus*).

Garrapatas

Las garrapatas, cuando aún están vivas, se colocan en alcohol al 70 u 80% a 70°C, así sus apéndices quedarán estirados.

En el caso de las garrapatas destinadas a análisis moleculares, recomendamos depositarlas en alcohol al 96% o alcohol absoluto. En general, las garrapatas adultas se pueden observar completamente bajo la lupa, sin embargo, en los estadios larvarios es recomendable el montaje (Figura 7a).

Esto es fundamental en el caso de las garrapatas blandas, cuyos estadios larvarios son relevantes en la identificación de la especie. Para montar garrapatas duras (ixódidos), se sacan del alcohol al 70% y se colocan en agua destilada para limpiarlas. En garrapatas que se encuentran ingurgitadas, y con el fin de eliminar la sangre desde el sistema digestivo, se las puede pinchar con un alfiler entomológico (i.e., de diámetro pequeño) entre el tercer y cuarto par de patas. Luego, se sumergen en hidróxido de potasio al 10% hasta que el contenido (restos de alimentos, plumas, sangre, piel) se logre evacuar. Bajo la lupa, la garrapata puede ser presionada suavemente sobre una cápsula Petri con agua destilada, hasta que el contenido se elimine, dejándose en agua por 24 horas para nuevamente presionar hasta que el contenido desaparezca totalmente. Luego, la garrapata se limpia con un pincel suave intentando eliminar todo tipo de adherencias que todavía permanezcan en su superficie, y se pasa por concentraciones ascendentes de alcohol (70%, 80% y 100%), por un período de 24 horas en cada una. Finalmente, se monta el espécimen en bálsamo de Canadá y deje secar en estufa a 50°C por 3 a 4 semanas (59).

Otra técnica descrita por Arzúa (54), es traspasar las garrapatas desde el alcohol al 70% a placas con lactofenol y mantenerlas durante 24 horas en una estufa a 50°C. Después de lavarlas en agua destilada por 40 minutos, los especímenes son pasados por la batería de gradientes de alcoholes (70%-90%-100%) por 40 minutos en cada concentración. Después, las garrapatas se pasan a creosota por 24 horas para ser montadas en bálsamo de Canadá, dejándolas secar en estufa por dos semanas a 55°C.

El uso de microscopía de barrido (Figura 7b-d) es actualmente el modo más usado para fotografiar garrapatas, esto obedece a que en las garrapatas las estructuras externas son las que son utilizadas como parámetros en su clasificación.

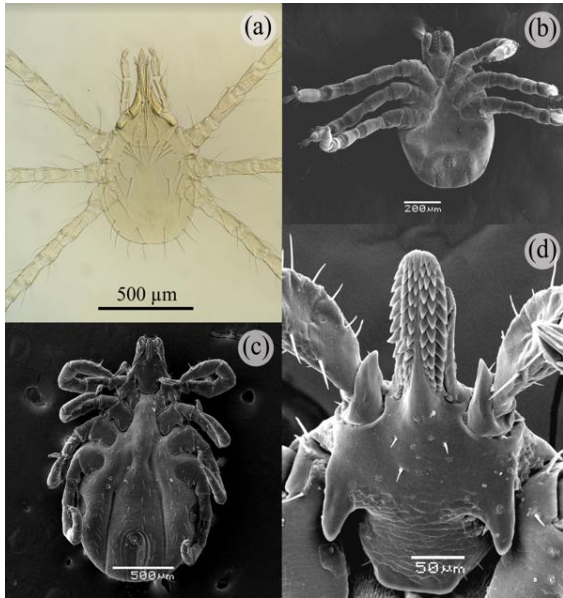


Figura 7. (a) Larva de *Ornithodoros peruvianus*, garrapata colectada desde piuchén (*Desmodus rotundus*). (b) Larva de *Ixodes uriae*, garrapata colectada desde nidos de pingüinos antárticos y pingüino de Magallanes (*Pygoscelis* spp. y *Spheniscus magellanicus*). (c) Ninfa de *Ixodes stilesi*, garrapata colectada desde pudú (*Pudu puda*). (d) Ninfa de *Ixodes auritulus*, garrapata colectada desde diferentes especies de aves paseriformes.

Pulgas

Una vez colectadas del hospedador o de su nido, las pulgas son fijadas en alcohol al 70% hasta que son montadas. Para montarlas, existen diversas técnicas que en general convergen en metodologías similares (60-63). Las pulgas son trasladadas del alcohol a agua destilada con el fin de limpiarlas. Aquellas que contengan sangre, deben ser perforadas con un alfiler entomológico, de preferencia en la zona ventral del abdomen, idealmente entre el primer y segundo segmento. Se las trata con hidróxido de potasio (KOH) o hidróxido de sodio (NaOH) al 10% a temperatura ambiente durante 4 a 36 horas, dependiendo de la esclerotización de la pulga -las más esclerotizadas por mayor tiempo y viceversa- hasta que la pulga esté aclarada. Además, en caso de pulgas muy esclerotizadas, se puede aumentar la concentración de KOH al 20%. Los principales efectos del KOH son la maceración de todos los tejidos suaves (no quitinosos) y decoloración de las esclerotinas permitiendo suavizar y distender todo el cuerpo. La maceración permite la eliminación de los órganos internos dejando el exoesqueleto lo más limpio posible. Al finalizar el período en KOH, las pulgas se colocan en agua destilada con el fin de eliminar restos de KOH y se agregan gotas de alcohol al 70% para romper la tensión superficial y lograr que se hundan en el agua. Bajo la lupa, presione suavemente para eliminar los contenidos

internos. Si esto no ocurriera, se depositan nuevamente en KOH al 10% y nuevamente se presionan con el fin de limpiarlas completamente. Una vez que la pulga está completamente limpia, se transfiere a soluciones ascendentes de alcohol (70, 80, 95 y 100%) por 30 minutos en cada una. Se colocan en aceite de clavo hasta que la pulga se hunda en el líquido (4 a 12 horas). La permanencia en aceite de clavo no puede excederse en tiempo porque las pulgas pierden setas que son importantes en su clasificación. Se saca el exceso de aceite y se coloca la pulga en xileno o tolueno durante algunos minutos, hasta que esté absolutamente diafanizada. Así se montan en bálsamo de Canadá u otro medio de montaje y se secan los preparados a 60°C durante uno o dos días. La disposición de la pulga en el portaobjeto es con la cabeza a la derecha y el abdomen hacia abajo. Así, cuando el observador mire al microscopio, la cabeza queda a la izquierda y el dorso hacia arriba, esta es la posición reglamentaria (Figura 8).

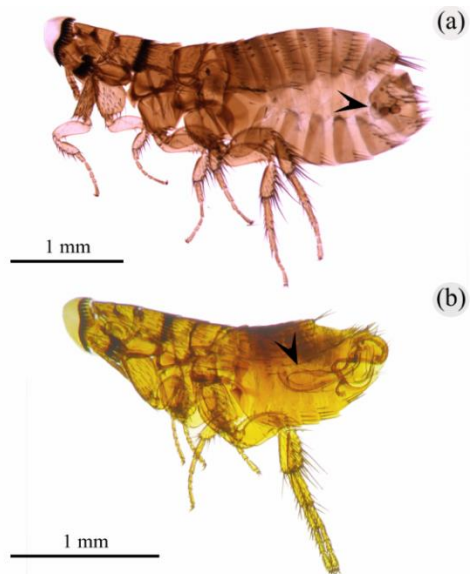


Figura 8. (a) *Sphinctopsylla ares*, pulga colectada del ratoncito oliváceo (*Abrothrix olivaceus*). La espermateca (cabeza de flecha) indica que el ejemplar es hembra. (b) *Sphinctopsylla ares*, pulga colectada de ratoncito oliváceo. El aedeagus (cabeza de flecha) indica que este ejemplar es macho.

Piojos

Los piojos, a diferencia de otros tipos de ectoparásitos, no abandonan a su hospedador cuando muere. Así, muestras de piojos pueden ser obtenidas de colecciones de aves y mamíferos mantenidas en museos. Los piojos presentes en estas colecciones son especímenes disecados, que han permanecido muchos años en el plumaje o pelaje de sus hospedadores. Debido a su alta deshidratación, estos piojos deben ser colocados directamente en KOH

para prepararlos inmediatamente, o en alcohol al 70% para preservarlos y procesarlos posteriormente. Siempre se debe tener en cuenta que los piojos obtenidos de colecciones de museo son frágiles y fáciles de dañar. El método de montaje tanto de piojos obtenidos de hospedadores vivos como recién muertos depende del tamaño del piojo. Para aquellos de gran tamaño, realice el mismo procedimiento descrito para las garrapatas. En el caso de los piojos, debido a su abdomen aplanado, pinche con alfiler entomológico la parte dorsal del abdomen. Para los piojos más pequeños, utilice la técnica descrita por Zlotorzyska (64) y complémtela con los procedimientos descritos por Palma (65) y Price *et al.* (66) (Figura 9a-d). En estos últimos procedimientos, los piojos se maceran en una placa Petri con una solución de hidróxido de potasio (KOH) al 20% durante 15 a 35 horas, dependiendo este período del tamaño y de la esclerotización del piojo. Algunos ejemplares quedarán más esclerotizados post montaje (Figura 9e). Los especímenes preservados en alcohol por muchos años requieren mayor tiempo de maceración. Por otro lado, aquellos conservados en museos, los puede tratar por menos tiempo si es que están relativamente vacíos (sin restos de contenido digestivo). Este vaciamiento se puede hacer presionando y apretando suavemente el abdomen con finos estiletes o pequeñas espátulas para no dañar el exoesqueleto. Si fuera necesario, en ese momento se pueden extender las patas y antenas para una mejor observación posterior. Después del período en KOH, el piojo se transfiere a agua destilada y en este momento puede realizar una segunda presión para intentar extraer los desechos internos que no fueron eliminados durante la maceración. Se reemplaza el agua por una solución acuosa neutralizante de ácido acético al 10% por 30 a 40 minutos. Si los especímenes son grandes, se cambian a un segundo recipiente con ácido acético. Como el KOH, agua y ácido acético tienen distinta tensión superficial, los especímenes tienden a flotar y adherirse a la superficie de vidrio. En esa etapa se pueden formar burbujas que desaparecerán en las etapas posteriores. La función del ácido acético es neutralizar los restos alcalinos deteniendo la maceración y evitando daño por sobre-tratamiento. Una alternativa al uso del ácido acético es colocar los piojos en una nueva placa Petri con agua destilada por 24 horas con el fin de remover el hidróxido de potasio. Terminada la etapa anterior se puede realizar la tinción de algunos de los especímenes (Figura 9f) en soluciones acuosas de fucsina carbólica o ácido succínico, ambas altamente concentradas, durante 8 a 16 horas a temperatura ambiente. Los especímenes con poca pigmentación natural y aquellos que han sufrido un sobre-tratamiento con KOH deben ser teñidos. Es recomendable teñir dos a tres pares de

machos y hembras durante diferentes períodos para poder observar distintos aspectos morfológicos con distinto grado de coloración. El tiempo de permanencia en el colorante depende directamente del color original del espécimen y además se debe tener en cuenta que el color del piojo va a reducirse en las etapas sucesivas del proceso de montaje. Cuando el proceso termina, se agrega alcohol al 70% al colorante y se reemplaza el alcohol al 70% tantas veces como sea necesario hasta que el alcohol quede incoloro. Se recomienda presionar los especímenes mientras están en alcohol para ayudar a eliminar el exceso de colorante. Los piojos así teñidos se llevan del alcohol 70% directamente al alcohol absoluto. Aquellos especímenes que no fueron teñidos, se pasan del ácido acético a alcohol al 40% para enjuagarlos. Posteriormente, se pasan por las soluciones ascendentes de alcohol al 40, 80 y 100% por cinco minutos cada una, con el fin de deshidratarlos. Los tiempos de permanencia en cada etapa de alcohol pueden ser más prolongados, pero hay que tener la precaución de evitar la evaporación total del alcohol y el consecuente deterioro de los especímenes. Finalmente, se traspasan los especímenes a otra placa Petri que contenga aceite de clavo, el cual aclara al parásito. Como los especímenes tienden a flotar cuando es reemplazado el etanol 96% con aceite de clavo, se recomienda sumergirlos suavemente con un par de fórceps o espátulas después de unas tres horas.

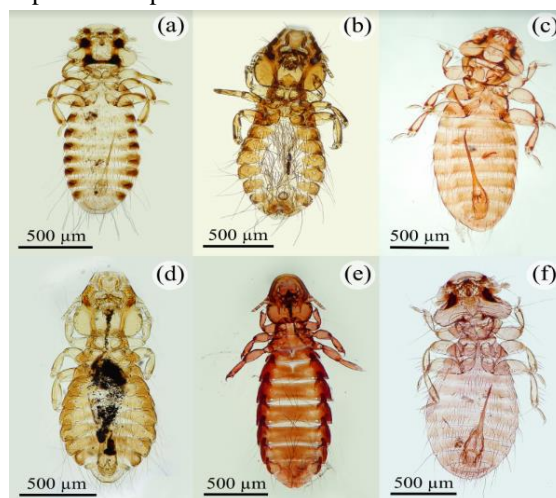


Figura 9. (a) *Aquiligogus maculatus* macho colectado desde el plumaje de un tijuque (*Milvago chimango*). (b) *Colpocephalum subzerafae* macho colectado desde el plumaje de un cernícalo (*Falco sparverius*). (c) *Heteromenopon macrurum* macho colectado desde cachañas (*Enicognathus ferrugineus*) y choroy (*Enicognathus leptorhynchus*). (d) *Strigiphilus microgenitalis* macho colectado desde un chuncho (*Glaucidium nana*). (e) *Deegeriella carouthi* hembra colectada desde un cernícalo. Se aprecia alta esclerotización en este preparado. (f) *Kurodaia subpachigaster* macho colectado desde lechuza (*Tyto furcata*). Se aprecia que este preparado fue teñido con fucsina carbólica.

En este líquido deben permanecer mínimo 24 horas, pudiendo permanecer acá indefinidamente. Sin embargo, los especímenes teñidos que están mucho tiempo en aceite de clavo se destiñen con el tiempo. Por último, los piojos se extraen del aceite de clavo y se montan en portaobjetos con solución Entellan o bálsamo de Canadá para su preservación. El bálsamo de Canadá diluido en xileno es recomendable cuando se desea dar una consistencia fina. Esta solución es fácil de esparcir con una varilla de vidrio permitiendo cubrir un área un poco más grande que el cubreobjeto. La cantidad de bálsamo depende del tamaño de los piojos y del cubreobjeto utilizado. Tenga cuidado que la cantidad de bálsamo sea sólo la necesaria para abarcar todo el cubreobjetos ya que, en caso de excederse, la solución rebasará las etiquetas. Por el contrario, si la cantidad de bálsamo es poca, quedarán espacios vacíos bajo el cubreobjeto que pueden llegar al piojo y así perder definición del organismo. Por convención, los piojos son montados con la cabeza hacia abajo; así cuando se observan al microscopio se ven con la cabeza hacia arriba. La posición dorsal o ventral se alternará dependiendo de la cantidad de especímenes disponibles. Es recomendable montar un macho y una hembra por preparado, colocando el macho al lado izquierdo. Una vez terminado el procedimiento se secan las muestras en estufa a 50–55°C por un tiempo mínimo de 3 semanas. Esto dependerá del grosor de la capa de bálsamo de Canadá. Algunas burbujas que puedan quedar en el medio de montaje, normalmente desaparecerán al colocarlo en la estufa. Otro detalle para considerar es que el bálsamo de Canadá tiende a encogerse con el secado, por lo que recomendamos poner con cuidado un peso liviano sobre el cubreobjeto para que este no se levante cuando se seca. La gran ventaja del bálsamo de Canadá es que todo el proceso es reversible. No solamente es posible disolver el bálsamo con xileno, sino que es posible volver a la etapa de maceración, con el fin de teñir ejemplares que hayan resultado muy pálidos. Para esto, se procede de la misma manera que para montarlos, pero siguiendo inversamente los mismos pasos y tiempos. El procedimiento es prolongado, pero los especímenes permanecerán inalterados por generaciones.

Moscas

En general, las moscas se ponen directamente sobre el vidrio reloj o en la cápsula Petri para observar sus estructuras externas a través de la lupa. En el caso de moscas de pequeño tamaño se pueden montar con métodos similares a los descritos para piojos (67,68). Se colocan en KOH o NaOH a temperatura ambiente o para acelerar se puede calentar

en una cápsula Petri, pero a baja temperatura ya que en caso de excederse con la temperatura y/o el tiempo, se pueden desprender cerdas que son importantes en la identificación de especies. Luego que el espécimen está claro se pasa por ácido glacial acético para inactivar el KOH y se deja ahí 3 a 5 minutos. Luego se somete a la batería de alcoholes (70, 80, 90, 96% y absoluto) por 5 a 10 minutos en cada uno, y se monta en bálsamo de Canadá.

Identificación de artrópodos parásitos

Para la identificación de artrópodos parásitos se utilizan claves específicas para cada grupo. Existe literatura clásica que nos permite llegar a determinar la familia o género del parásito y en algunos casos llegar al nivel de especie. En general, existen claves desarrolladas por diferentes especialistas para determinar cada especie sobre la base de su morfología, pero para muchas especies de parásitos aún no hay claves disponibles. A continuación recomendamos algunos libros clásicos que contienen claves para cada grupo de parásitos.

En el caso de los ectoparásitos, existen textos específicos para cada grupo. Para identificar ácaros sugerimos los trabajos de Gaud y Atyeo (69), Lindquist *et al.* (70-71) y Radovsky (72). Para identificar garrapatas, existe literatura fragmentada con claves propuestas y descripciones de especies en Chile en los trabajos de Neumann (73-78), Kohls (79-81), Kohls y Hoogstraal (82), Kohls *et al.* (83-84), Kohls y Clifford (85) Hoogstraal (86), Barros-Batesti *et al.* (87), y además el libro escrito por Sonnenshine (88) y también por Gugliemone *et al.* (89). Finalmente, para las garrapatas del cono sur de Sudamérica, recomendamos el libro de Boero (90) y además para Chile, la revisión de González-Acuña y Gulielmone (91) y el libro publicado recientemente por Nava *et al.* (92) en el cual se presentan imágenes de casi todas las especies presentes en Chile y claves de identificación para cada garrapata.

Para la identificación de pulgas, los tratados de Hopkins y Rothschild (93-97), Mardon (98) y Smith (99) son imprescindibles. Hoy en día existen cientos de publicaciones taxonómicas, incluyendo claves para especies chilenas, con nuevas especies. Todos estos trabajos han sido incluidos en la revisión de las pulgas de Chile (100).

Para los piojos hay abundante información publicada para varios grupos parásitos de aves y mamíferos. Existen tratados elaborados por diferentes autores para diferentes grupos. Para piojos chupadores (Anoplura) se recomiendan los trabajos de Hopkins (101), Durden y Musser (102), Castro y Cicchino (103), Cicchino y Castro (104), Castro (105-107), Castro y González (108) entre otros y además el catálogo de Price *et al.* (66) es útil para determinar el

género de los piojos masticadores, pero las especies sólo están listadas.

Para las moscas que parasitan mamíferos y aves, la literatura es escasa. Existe un trabajo desarrollado por Bequaert (67) que describe las moscas hipoboscidas de América, en la cual presenta métodos de identificación. También existen claves en el trabajo de Santos *et al.* (68) que pueden ayudar con la identificación al nivel de género.

Agradecimientos

Muchos de los buenos consejos para llegar perfeccionar estas técnicas las hemos aprendido de la experiencia de los especialistas, en helmintos Vasy Tkach y Mike Kinsella, en ácaros de plumas Sergei Mironov, en garrapatas Alberto Guglielmone, Santiago Nava y José Venzal, en pulgas Jean Claude Beaucournu, en piojos Armando Cicchino, Eberhard Mey y Ricardo Palma. Además agradecemos a Fernando Fredes por ceder la figura 5c y a Sebastián Muñoz-Leal por ceder la figura 7a.

Referencias

1. Krell FT. Taxonomy: Preserve specimens for reproducibility. *Nature* 2016; 539(7628): 168-168.
2. Kostadinova A, Gibson D. The systematics of the echinostomes. In: Fried B, Graczyk TK, editors. *Echinostomes as experimental models for biological research*. USA: Springer Science+Business Media, BV; 2000. p. 31-58.
3. Shamsi S. Recent advances in our knowledge of Australian anisakid nematodes. *Int J Parasitol Parasites Wildl.* 2014; 3(2):178-187.
4. Guglielmone AA, Venzal JM, González-Acuña D, Nava S, Hinojosa A, Mangold AJ. The phylogenetic position of *Ixodes stilesi* Neumann, 1911 (Acari: Ixodidae): Morphological and preliminary molecular evidences from 16S rDNA sequences. *Syst Parasitol.* 2006; 65(1):1-11.
5. Cooper JE. In-practice and field techniques for the investigation of parasitic infections. *Journal of Exotic Pet Medicine* 2009; 18(4): 289-298.
6. Lutz HL, Tkach VV, Weckstein JD. Methods for specimen-based studies of avian symbionts. In: Webster MS, editor. *The Extended Specimen: Emerging Frontiers in Collections-based Ornithological Research*. Boca Raton: CRC Press; 2017. p. 157-183.
7. Van-Riper III C, Van-Riper S. A necropsy procedure for sampling disease in wild birds. *The Condor* 1980; 82(1): 85-98.
8. Sepúlveda MS, Kinsella JM. Helminth collection and identification from wildlife. *Journal of Visualized Experiments* 2013; 82(1): e51000.
9. Pritchard MH, Kruse GOW. *The collection and preservation of animal parasites*. London: University of Nebraska Press; 1982.
10. Schell SC. *Handbook of Trematodes of North America, North of Mexico*. Idaho: University Press of Idaho; 1985.
11. Amato JFR. *Manual de Técnicas para a Preparação de Coleções Zoológicas. 8. Platelminhos (Temnocefálicos, Trematódeos, Cestóides, Cestodários) e Acanthocefalos*. São Paulo: Sociedade Brasileira de Zoologia; 1985.
12. Garvin MC, Bates JM, Kinsella JM. Field techniques for collecting and preserving helminth parasites from birds, with new geographic and host records of parasitic nematodes from Bolivia. *Ornithol. Monogr.* 1997; 48(48): 261-266.
13. La Sala L, Martorelli S. Intestinal acanthocephaladiosis in Olrog's gulls (*Larus atlanticus*): *Profilicollis chasmagnathi* as possible cause of death. *J Wildl Dis.* 2007; 43(2): 269-273.
14. Riley J. The biology of pentastomids. *Advances in Parasitology* 1986; 25: 45-128.
15. Gómez-Puerta LA, Pacheco JI, Angulo-Tisoc JM, Lopez-Urbina MT, Gonzalez AE. First finding of nymphal stages of *Linguatula serrata* in a South American camelid, a vicuña from Peru. *Vet Parasitol.* 2017; 244: 21-24.
16. Gardner SL, Fisher RN, Barry SJ. Collecting and preserving parasites during reptile biodiversity surveys. In: McDiarmid RW, Foster MS, Guyer C, Chernoff N, Gibbons JW, editores. *Reptile Biodiversity: Standard Methods for Inventory and Monitoring*. Berkeley: University of California Press; 2012. p. 114-121.

17. Saxton T, Fried B. An update on metacercarial excystment of trematodes. *Parasitol Res.* 2009; 105(5): 1185-1191.
18. Orlofske SA, Belden LK, Hopkins WA. Moderate *Echinostoma trivolvis* Infection Has No Effects on Physiology and Fitness-Related Traits of Larval Pickerel Frogs (*Rana palustris*). *J Parasitol.* 2009; 95(4): 787-792.
19. Haukisalmi V, Konyaev S, Lavikainen A, Isomursu M, Nakao M. Description and life-cycle of *Taenia lynciscapreoli* sp. n. (Cestoda, Cyclophyllidae). *ZooKeys* 2016; 584: 1-23.
20. Jones A, Bray RA, Gibson DI. Keys to the Trematoda, Volume 2. London: CABI Publishing and The Natural History Museum; 2005.
21. Naem S, Smythe AB. Tegumental ultrastructure of adult *Quinqueserialis quinqueserialis* (Trematoda: Notocotylidae): an intestinal parasite of muskrat (*Ondatra zibethicus*). *Parasitol Res.* 2015; 114(7): 2473-2480.
22. Mutafchiev Y, Kinsella JM. Redescription of *Chabaudacuarua multispinosa* (Pérez Viguera, 1938) n. g., n. comb. (Nematoda: Spirurida: Acuariidae) based on specimens from *Ardea herodias* L. and *Nyctanassa violacea* (L.) (Ardeidae) in Florida. *Syst Parasitol.* 2012; 83(2): 85-93.
23. Gomes APN, Olifiers N, Souza JGR, Barbosa HS, D'Andrea PS, Maldonado Jr. A. A New Acanthocephalan Species (Archiacanthocephala: Oligacanthorhynchidae) from the Crab-Eating Fox (*Cerdocyon thous*) in the Brazilian Pantanal Wetlands. *J Parasitol.* 2015; 101(1): 74-79.
24. Kuchta R, Scholz T, Bray RA. Revision of the order Bothriocephalidea Kuchta, Scholz, Brabec & Bray, 2008 (Eucestoda) with amended generic diagnoses and keys to families and genera. *Syst Parasitol.* 2008; 71(2): 81-136.
25. Bowman DD. *Georgis' Parasitology for Veterinarians*. 10th ed. Missouri: Elsevier Saunders; 2014.
26. Smith PH., Wiles SE, Malone Jr. JB, Monahan CM. Collection, Preservation, and Diagnostic Methods. In: Baker DG, editor. *Flynn's Parasites of Laboratory Animals*. Iowa: Blackwell Publishing; 2007. p. 1-13.
27. Cram EB. Bird parasites of the nematode suborders Strongylata, Ascaridata and Spirurata. Washington D. C.: Smithsonian Institution United States National Museum Bulletin 140; 1927.
28. Skrjabin KI. *Taeniata of Animals and Man and Diseases Caused by Them: Essentials of Cestodology*. Jerusalem: Israel Program for Scientific Translations; 1964.
29. Skrjabin KI. *Trematodes of Animals and Man: Essentials of Trematodology, Volume XVII*. Jerusalem: Israel Program for Scientific Translations; 1964.
30. Skrjabin KI. *Key to Parasitic Nematodes. Volume II Oxyurata and Ascaridata*. Leiden: Brill; 1951.
31. Skrjabin KI. *Key to Parasitic Nematodes. Volume I Spirurata and Filariata*. Jerusalem: Israel Program for Scientific Translations; 1949.
32. Skrjabin KI. *Key to Parasitic Nematodes. Volume III Strongylata*. Jerusalem: Israel Program for Scientific Translations; 1952.
33. Petrochenko VI. *Acanthocephala of domestic and wild animals, Vol. I*. Moscow: Izdatel'stvo Akademii Nauk; 1956.
34. Petrochenko VI. *Acanthocephala of domestic and wild animals, Vol. II*. Moscow: Izdatel'stvo Akademii Nauk; 1958.
35. Yamaguti S. *Systema Helminthum Volume I The Digenetic Trematodes of Vertebrates*. New York: Interscience Publishers Inc.; 1958.
36. Yamaguti S. *Systema Helminthum Volume II The Cestodes of Vertebrates*. New York: Interscience Publishers Inc.; 1959.
37. Yamaguti S. *Systema Helminthum Volume III The Nematodes of Vertebrates*. New York: Interscience Publishers Inc.; 1961.
38. Yamaguti, S. *Systema Helminthum Volume V Acanthocephala*. New York: Interscience Publishers Inc.; 1963.
39. Baruš V, Sergeeva TP, Sonin MD, Ryzhikov KM. *Helminths of Fish-Eating Birds of the Palaearctic Region I Nematoda*. Prague: Springer-Science+Business Media, B. V.; 1978.

40. McDonald M. Key to trematodes reported in waterfowl. Washington D. C.: U.S. Fish and Wildlife Service; 1981.
41. McDonald M. Key to acanthocephala reported in waterfowl. Washington D. C.: U.S. Fish and Wildlife Service; 1988.
42. Khalil LF, Jones A, Bray RA. Keys to the cestode parasites of vertebrates. London: The Natural History Museum, CAB International; 1994.
43. Gibson, DI, Jones A, Bray RA. Keys to the Trematoda, Volume 1. London: CABI Publishing and The Natural History Museum; 2002.
44. Bray RA, Gibson DI, Jones A. Keys to the Trematoda, Volume 3. London: CABI Publishing and The Natural History Museum; 2008.
45. Anderson RC, Chabaud AG, Willmott S. Keys to the nematode parasites of vertebrates: Archival volume. Wallingford: CAB International; 2009.
46. Wobeser G. Renal coccidiosis in mallard and pintail ducks. *Journal of Wildlife Diseases* 1974; 10(3): 249-255.
47. Chapman HD, Barta JR, Blake D, Gruber A, Jenkins M, Smith NC, et al. A selective review of advances in coccidiosis research. *Advances in Parasitology* 2013; 83: 93-171.
48. Amin A, Bilic I, Liebhart D, Hess M. Trichomonads in birds - a review. *Parasitology*. 2014; 141(6): 733-747.
49. Frenkel JK, Smith DD. Determination of the genera of cyst-forming coccidia. *Parasitology Research* 2003; 91(5): 384-389.
50. Dubey JP. Recent advances in *Neospora* and neosporosis. *Veterinary Parasitology* 1999; 84(3-4): 349-367.
51. Wyrosdick HM, Schaefer JJ. *Toxoplasma gondii*: history and diagnostic test development. *Animal Health Research Reviews* 2015; 16(2): 150-162.
52. Barda BD, Rinaldi L, Ianniello D, Zepherine H, Salvo F, Sadutshang T, et al. Mini-FLOTAC, an innovative direct diagnostic technique for intestinal parasitic infections: Experience from the field. *PLoS Neglected Tropical Diseases* 2013; 7(8): e2344.
53. Duszynski DW, Wilber PG. A guideline for the preparation of species descriptions in the Eimeriidae. *Journal of Parasitology* 1997; 83(2): 333-336.
54. Arzúa M. Bioecología do parasitismo de carrapatos (Acari: Ixodidae) em aves silvestres do Bosque Reinhard Maack, Curitiba, Parana e *Caracterização* molecular, diagnostico morfológico e descrição da larva de *Amblyomma aerolatum* (Pallas, 1772). 2002. *Dissertação de* Maestrado. Universidade Federal do Paraná, Brasil.
55. Krantz GW. A manual of Acarology. Oregon State University, Oregon, USA; 1970.
56. Krantz GW, Walter DE. Collecting, rearing, and preparing specimens. Pp. 83-96, *In*: Krantz GH, DE Walter, editors, *A Manual of Acarology*. Texas: University Press; 2009.
57. Singler G. A comparison between different mounting techniques commonly employed in Acarology. *Acarologia* 1967; 9: 475-484.
58. Need GR. Evaluation of five popular methods for tick removal. *Pediatrics* 1985; 75: 997-1002.
59. Famadas KM, Serra Freire NM, Faccini JLH. A note on slide mounting technique of unfed immature stages of *Amblyomma* stages of *Amblyomma cajennense* Fabricius, 1787 (Acari: Ixodidae). *Mem Inst Oswaldo Cruz* 1996; 91:139-140.
60. Pilgrim RLC. Preparation and examination of flea larvae (Siphonaptera) by light and electron microscopy. *J Med Entomol*. 1992; 29(6): 953-959.
61. Campbell JD, Bennett S, Krueger L, Morgan T, Nguyen K, Penicks A, Sun S, Cummings R, Martínez D, Quinn N. Flea' in around: A look at the identification, preservation, clearing, and mounting of siphonaptera. *Proceeding 28 Vertebrates Pest Conference* 2017; 329-333.
62. Hastricher MW. Revision of the flea genus *Jellisonia* Traub, 1944 (Siphonaptera: Ceratophyllidae). *Ann. Carnegie Mus.* 2004; 73: 213-238.

63. Hastricher MW, Whiting MF. Siphonaptera (Fleas). In: Resh VH, Cardé R, editors. *Encyclopedia of Insects*, New York, Academic Press; 2009. p. 1040-1044.
64. Zlotorzycza J. Trocken-Aufbewahrung gesammelter Mallophagen. *Angew Parasitol*. 1969; 10: 240-241.
65. Palma R. 1978. Slide-mounting of lice: a detailed description of the Canada balsam technique. *New Zealand Entomologist* 1978; 6: 432-436.
66. Price ED, Hellenthal RA, Palma RL, Johnson KP, Clayton DH. The chewing lice: world checklist and biological overview. Illinois: Illinois Natural History Survey Special Publication N° 24; 2003.
67. Bequaert J. The Hippoboscidae or louse-flies (Diptera) of mammals and birds. Part II: Taxonomy, evolution and revision of American genera and species. *Entomol. Am.* 1955; 34: 1-416.
68. Santos MA, López OG, Miller MJ. Hippoboscidae (Insecta: Diptera) ectoparásitos en aves de Panamá, claves de identificación, hospederos y distribución. *Scientia* 2014; 24: 49-68.
69. Gaud J, Atyeo WT. Feather mites of the World (Acarina, Astigmata): The supraspecific taxa. *Ann Mus Roy Af Cent Sci Zool* 1996; 277: 1-193.
70. Lindquist EE, Krantz GW, Walter DE. Classification. In: Krantz GH, Walter DE, editors. *A Manual of Acarology*. Texas: University Press; 2009a. p. 97-103.
71. Lindquist EE, Krantz GW, Walter DE. Order Mesostigmata. in Krantz, G.H. & D.E. Walter, editors. *A manual of Acarology*. Texas: University Press; 2009b. p. 124-232.
72. Radovsky FJ. Revision of genera of the parasitic mite family Macronyssidae (Mesostigmata: Dermanyssoidea) of the world. West Bloomfield: Indira publishing house; 2010.
73. Neumann LG. Révision de la famille des ixodidés (1^{er} mémoire). *Mém. Soc. Zool. Fr.* 1896; 9: 1-44.
74. Neumann LG. Révision de la famille des ixodidés (3^e mémoire). *Mém. Soc. Zool. Fr.* 1899; 12: 107-294.
75. Neumann LG. Révision de la famille des ixodidés (4^e me' moire). *Mém. Soc. Zool. Fr.* 1901; 14: 249-372.
76. Neumann LG. Quatre espèces nouvelles d'ixodidés. *Not Leyden Mus* 1907; 29: 88-100.
77. Neumann LG. Sur quelques espèces d'Ixodidae nouvelles ou insuffisamment connues. *Ann. sci. nat., Zool. biol. anim.* 1910; 9: 161-176.
78. Neumann LG. Ixodidae. *Das Tierreich* 1911; 26: 169.
79. Kohls GM. Concerning the identity of *Amblyomma maculatum*, *A. tigrinum*, *A. triste*, and *A. ovatum* of Koch, 1844. *Proc. Entomol. Soc. Wash.* 1956a; 58: 143-147.
80. Kohls GM. Eight new species of *Ixodes* from Central and South America (Acarina: Ixodidae). *J. Parasitol.* 1956b; 42: 636-649.
81. Kohls GM. *Ixodes taglei* n. sp. (Acarina: Ixodidae) a parasite of the deer, *Pudu pudu* (Wol.), Chile. *J Med Entomol.* 1969; 6: 280-283.
82. Kohls GM, Hoogstraal H. Observations on the subgenus *Argas* (Ixodoidea, Argasidae, *Argas*). 4. *A. neghmei*, new species, from poultry houses and human habitations in northern Chile. *Ann Entomol Soc Am.* 1961; 54: 844-851.
83. Kohls M, Sonenshine DE, Clifford CM. systematics of the subfamily Ornithodorinae (Acarina: Argasidae). II. Identification of the larvae of the Western Hemisphere and description of three new species. *Ann Entomol Soc Am.* 1965; 58: 331-364.
84. Kohls GM, Hoogstraal H, Clifford CM, Kaiser MN. The subgenus *Persicargas* (Ixodoidea, Argasidae, *Argas*). 9. Redescription and New World records of *Argas* (*P.*) *persicus* (Oken), and resurrection, redescription and records of *A. (P.) sanchezi* Dugés and *A. (P.) miniatus* Koch, New World ticks misidentified as *A. (P.) persicus*. *Ann Entomol Soc Am.* 1970; 63: 590-606.

85. Kohls GM, Clifford CM. Three new species of *Ixodes* from Mexico and description of the male of *I. auritulus auritulus* Neumann, *I. conepati* Cooley and Kohls, and *I. lasallei* Méndez and Ortiz (Acarina: Ixodidae). *J Parasitol.* 1966; 52: 810-820.
86. Hoogstraal H. Argasid and Nuttalliellid ticks as parasites and vectors. *Adv Parasitol.* 1985; 24: 135-238.
87. Barros-Battesti DM, García-Ramírez D, Landulfo GA, Faccini JLH, Dantas-Torres F, Labruna MB, Venzal JM, Onofrio VC. Immature argasid ticks: diagnosis and keys for Neotropical region. *Rev Bras Parasitol Vet.* 2013; 22: 443-456.
88. Sonenshine DE. *Biology of Ticks*, Vol. 2. USA: Oxford University Press; 1993.
89. Guglielmone AA, Robbins RG, Apanaskevich DA, Petney TN, Estrada-Peña A, Horak IG. *The hard ticks of the world (Acari: Ixodida: Ixodidae)*. London: Springer Netherlands, 2014.
90. Boero JJ. *Las garrapatas de la República Argentina (Acarina: Ixodoidea)*. Buenos Aires: Universidad de Buenos Aires; 1957.
91. González-Acuña D, Guglielmone AA. Ticks (Acari: Ixodoidea: Argasidae, Ixodidae) of Chile. *Exp Appl Acarol.* 2005; 35: 147-163.
92. Nava S, Venzal JM, González-Acuña D, Martins TF, Guglielmone AA. Ticks of the southern cone of America: diagnosis, distribution, and hosts with taxonomy, ecology and sanitary importance. London: Academic Press; 2017.
93. Hopkins GH, Rothschild M. *An Illustrated Catalogue of the Rothschild Collection of Fleas (Siphonaptera) in the British Museum I. Tungidae and Pulicidae*. London: G.H.E. Hopkins and Miriam Rothschild. British Museum (Natural History); 1953.
94. Hopkins GH, Rothschild M. *An illustrated catalogue of the Rothschild collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History), II: Coptosyllidaw, Vermipsyllidae; Stephanocircidae; Ischnopsyllidae, Hypsophthalmidae and Xiphopsyllidae*. G.H.E. London: Hopkins and Miriam Rothschild. British Museum (Natural History); 1956.
95. Hopkins GH, Rothschild M. *An illustrated catalogue of the Rothschild collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History) III. Hystrichopsyllidae (Acedestiinae, Anomiopsyllinae, Hystrichopsyllinae, Neopsyllinae, Rhadinopsyllinae and Stenoponiinae)*. London: British Museum (Natural History); 1962.
96. Hopkins GH, Rothschild M. *An illustrated catalogue of the Rothschild collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History) IV. Hystrichopsyllidae (Cetnophthalmidae, Dinopsyllinae, Doratopsyllinae and Listropsyllinae)*. London: British Museum (Natural History); 1966.
97. Hopkins GH, Rothschild M. *An illustrated catalogue of the Rothschild collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History) V. Leptopsyllidae and Ancistropsyllidae*. London: British Museum (Natural History); 1971.
98. Mardon DK. *An illustrated catalogue of the Rothschild Collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History): Volume VI: Pygiopsyllidae*. London: British Museum (Natural History); 1985.
99. Smith FG. *An Illustrated Catalogue of the Rothschild Collection of fleas (Siphonaptera) in the British Museum (Natural History). Vol. VII: Malacopsylloidea (Malacopsyllidae and Rhopalopsyllidae)*. USA: Oxford University Press; 1987.
100. Beaucournu JC, Moreno L, González-Acuña D. Fleas (Insecta-Siphonaptera) of Chile: a review. *Zootaxa* 2014; 3900(2): 151-203.
101. Hopkins GHE. The host associations of the lice of mammals. *Proc. Zool. Soc. Lond.* 1949; 119: 387-604.
102. Durden LA, Musser GG. The sucking lice (Insecta, Anoplura) of the World: A taxonomic checklist with records of mammalian hosts and geographical distribution. *Bull. Am. Mus. Nat. Hist* 1994; 218: 1-90.
103. Castro D del C, Cicchino AC. Anoplura. In: Morrone JJ, Coscaron S, editors. *Biodiversidad de artrópodos argentinos*. La Plata: Ediciones Sur; 1998. p. 125-139.

104. Cicchino AC, Castro D del C. Ischnocera, In: Morrone JJ, Coscaron S, editors. Biodiversidad de artrópodos argentinos. La Plata: Ediciones Sur; 1998. p. 104-123.
105. Castro DC. Contribución al conocimiento de los Anoplura neotropicales. Rev Soc Entomol Argent 1981; 40: 231-236.
106. Castro DC. Las especies del grupo *Travassosi* del género *Hoplopleura* Enderlein, 1904, en la República Argentina (Insecta, Anoplura). Rev Soc Entomol Argent 1982; 41: 171-182.
107. Castro DC. Especies del género *Hoplopleura* Enderlein, 1904, parásitas de roedores de Argentina. Neotrópica 1985; 31: 48.
108. Castro DC, González A. Las especies del género *Hoplopleura* Enderlein, 1904 (Anoplura, Hoplopleuridae) parásitas de roedores de la Región Neotropical. Pap. Avulsos Zool. 1997; 40(13): 203-215.

Prevalence and epidemiological aspects of Giardiadis in patients of Vale Do Paraíba, Sao Paulo, Brazil: Retrospective study.

LUCAS TOBIAS RODRIGUES MACIEL¹, MATHEUS DINIZ GONÇALVES COÊLHO¹,
FERNANDA BUENO SANT'ANNA PEREIRA MACIEL¹, ANTONIO EDWAR ALVES FERREIRA FILHO¹,
SHIRLEY CRISTINA ABREU², FRANCINE ALVES DA SILVA-COÊLHO³

¹ Centro Universitário UNIFUNVIC, Laboratório de Parasitologia e Malacologia, Pindamonhangaba, São Paulo, Brasil.

² Prefeitura Municipal de Pindamonhangaba, Laboratório Municipal de Análises Clínicas "Dr. Paulo Emílio D'Alessandro", Pindamonhangaba, São Paulo, Brasil.

³ Universidade de Taubaté UNITAU, Instituto Básico de Biociências IBB, Laboratório de Parasitologia, Taubaté, São Paulo, Brasil.

Autor de Correspondencia: Prof. Dr. Matheus Diniz Gonçalves Coêlho.
E-mail: profmatheuscoelho@gmail.com.

Recibido: 18/04/2020 Aceptado: 18/04/2020

Summary

The present article had access to data from patients infected by *Giardia duodenalis* diagnosed at the Clinical Analyzes Laboratory of Pindamonhangaba. For that, it was outlined a retrospective analysis of protocols of coproparasitological exams from the municipalities of the Vale do Paraíba region, São Paulo. The analyzed protocols were dated between January and December 2014 and January to December 2015. After the first data analysis the patients were separated into groups, those that had been infected by only one species of helminths or protozoa, and patients who had more than one species. Then, the occurrence of parasite and commensal species was determined during the years. Finally, the distribution of parasitized patients was determined by gender and age. The results showed that *G. duodenalis* was the most frequent parasite, which was higher among men in the age groups of 11 to 20 and 21 to 30 years, bringing to the fore the need for the adoption of prevention strategies aimed at reducing the number of patients being parasitized, among which education aimed at improving sanitary and hygienic habits, both personal and food, particularly of water for consumption, given the fact that this parasite is predominantly waterborne.

Keywords: Prevalence. Giardiasis. Coproparasitological examinations.

Resumo

O presente estudo visa obter dados de pacientes infectados por *G. duodenalis* diagnosticados no Laboratório Municipal de Análises Clínicas de Pindamonhangaba "Dr. Paulo Emilio D'Alessandro". Para tanto foi delineada uma análise retrospectiva de protocolos de exames coproparasitológicos provenientes dos municípios da região do Vale do Paraíba, São Paulo. Os protocolos analisados foram datados entre janeiro a dezembro de 2014 e janeiro a dezembro de 2015. Após a primeira análise dos dados os pacientes foram separados em grupos, os que haviam sido infectados por apenas uma espécie de helmintos ou protozoários, e os pacientes que foram infectos por mais de uma espécie. Em seguida foram analisados qual espécie (parasito/comensal), obteve maior prevalência entre os anos. Por fim analisou-se parâmetros de gênero e idade. Os resultados demonstraram que *G. duodenalis* foi o parasito de maior ocorrência, sendo esta maior entre homens nas faixas etárias de 11 a 20 e 21 a 30 anos, trazendo à tona a necessidade da adoção de estratégias de prevenção que visem diminuir o número de pacientes parasitados, dentre as quais a educação voltada para melhoria de hábitos sanitários e higiênicos, tanto pessoal quanto alimentar, particularmente da água para consumo, haja vista o fato deste parasito ser de transmissão predominantemente hídrica.

Palavras-chave: Prevalência. Giardíase. Exames coproparasitológicos.

Introduction

Intestinal parasites are a major problem for public health, mainly when it comes to third world countries, since lack of health resources and social inequalities are some of the main factors that may influence the transmission of these diseases. Within the broad category of parasitic diseases, such as infections caused by *Giardia duodenalis*, flagellated protozoan belonging to the family Hexamitidae, which affects not only humans, but also domestic animals such as dogs and cats (1,2).

The lack of basic sanitation in riverside communities are the main factors for the occurrence of giardiasis, since the transmission is mainly by contact with people and animals previously infected and by ingestion of food and contaminated water, highlighting the need for socioeconomic improvements as being of utmost importance for the eradication of this disease (3). Once parasitized by *G. duodenalis*, cases of chronic or acute diarrhea may

occur, being associated with nausea, flatulence, abdominal pain, weight loss, chronic gastrointestinal manifestations, such as irritable bowel syndrome, even after the infection has ceased, growth and cognitive deficits (3).

However, this paradigm implanted by the society of which individuals of communities without these basic resources are the only affected of this parasitosis is being discarded, because studies prove the occurrence of this parasite, for example, in animal feces in urban areas, being potential transmitters of this disease (4-8).

Due to the large number of risk factors that occurs in developing countries, like Brazil, which provides for the transmission of giardiasis, the present study aims to obtain data from patients infected by *G. duodenalis* diagnosed in the Municipal Laboratory of Clinical Analyzes of Pindamonhangaba "Dr. Paulo Emilio D'Alessandro", in order to delineate the frequency of this enteroparasitosis in adults and children, of different municipalities of the Vale do Paraíba, São Paulo, Brazil, so as to contribute to the delineation of prevention strategies.

Material and methods

For the accomplishment of the present work, a retrospective analysis of protocols of coproparasitological examinations carried out by the Clinical Analyzes Laboratory of Pindamonhangaba "Dr. Paulo Emílio D'Alessandro", of fecal samples from the municipalities of Vale do Paraíba, São Paulo, as named: Areias (22°34'08.5"S 44°42'15.1"W), Lagoinha (23°05'43.9"S 45°11'29.7"W), Lavrinha (22°34'19.6"S 44°54'05.7"W), Natividade da Serra (23°23'21.5"S 45°26'51.2"W), Pindamonhangaba (22°55'16.9"S 45°25'59.1"W), Redenção da Serra (23°16'59.3"S 45°32'05.2"W), Roseira (22°53'53.8"S 45°18'24.3"W), São José do Barreiro (22°38'53.5"S 44°34'32.3"W), São Luís do Paraitinga (23°13'19.8"S 45°18'38.3"W) e Tremembé (22°58'05.2"S 45°33'22.5"W), (Figure 1).

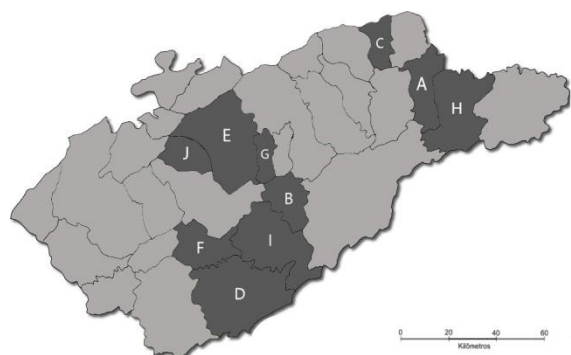


Figure 1. Map of the Vale do Paraíba region, São Paulo, Brazil. (A): Areias, (B): Lagoinha, (C): Lavrinhas, (D): Natividade da Serra, (E): Pindamonhangaba, (F): Redenção da Serra, (G): Roseira, (H): São José do Barreiro, (I): São Luís do Paraitinga, (J): Tremembé.

The analyzed protocols were dated between January and December 2014 and January to December 2015. All test protocols were analyzed regardless of whether there were negative or positive results for other intestinal parasites, so that in this way could be developed a statistical analysis of the prevalence of giardiasis. After the first analysis of the protocols the parasitized patients were separated into two groups, those that had been infected by only one species of helminths or protozoa, and patients who have been infected by more than one species. Next, we analyzed which species (parasite/commensal) showed higher prevalence between the years. Finally, we analyzed the gender parameters (Male or Female) and age 0 to 10 years, 11 to 20 years, 21 to 30 years, 31 to 40 years, 41 to 50 years, 51 to 60 years and > 60 years. The results obtained were statistically evaluated using the Chi-square test (X^2), to verify significant difference in the prevalence of patients infected by *G. duodenalis*, followed by the

Tukey test, to verify differences between the means, using the statistics programs and GraphPad Prism 6. This research was approved by the Ethics and Research Committee of UNIFUNVIC, through CONEP under number: CAAE: 03201018.7.0000.8116.

Results

In the period between January and December of the year 2014, it was observed that out of a total of 10.814 samples analyzed, 24,00% were positive for at least one evolutionary form of protozoan or helminth, parasite or commensal. Already in the year 2015, 11.077 samples were analyzed, being 23.98% positive. It was observed a predominance of positive samples in the male gender (figures 2 and 3) in both periods evaluated, particularly in the age group of 11 to 20 years in both periods evaluated), followed by the age group of 21 to 30 years (in the year 2014) (Table 1).

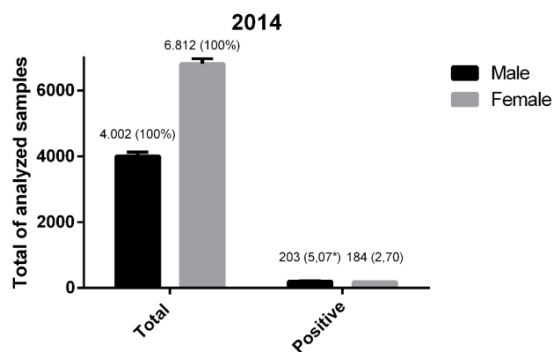


Figure 2: Proportion of positive fecal samples evaluated at the Clinical Analyzes Laboratory of Pindamonhangaba "Dr. Paulo Emílio D'Alessandro", in relation to gender, in the year 2014. *significant difference ($p < 0,05$) in relation to the female gender- X^2

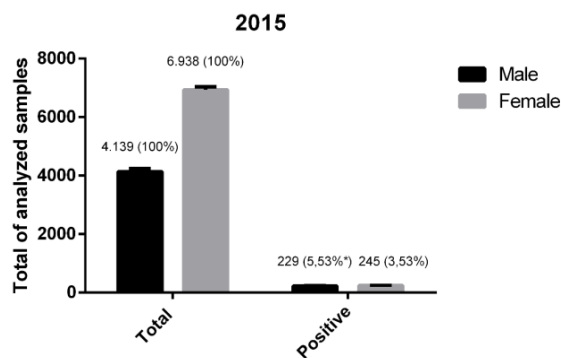


Figure 3: Proportion of positive fecal samples evaluated at the Clinical Analyzes Laboratory of Pindamonhangaba "Dr. Paulo Emílio D'Alessandro", in relation to gender, in the year 2015. *significant difference ($p < 0,05$) in relation to the female gender- X^2

Age	2014				2015			
	Male gender		Feminine gender		Male gender		Feminine gender	
	Samples evaluated	Positive samples	Samples evaluated	Positive samples	Samples evaluated	Positive samples	Samples evaluated	Positive samples
0-10	1466	127 (8,66 %)	1446	100 (6,91%)	1.853	146 (7,87%)	1.942	135 (6,95%)
11-20	685	52 (7,59%)*	1204	39 (3,23%)	600	41 (6,83%)*	1.327	37 (2,78%)
21-30	230	14 (6,08%)*	1105	21 (1,90%)	285	16 (5,61%)	1.042	31(0,02%)
31-40	281	0 (0%)	870	2 (0,22%)	266	7 (2,63%)	748	4 (0,53%)
41-50	354	2 (0,56%)	685	9 (1,31%)	323	14 (4,33%)	636	7 (1,10%)
51-60	400	1 (0,25%)	709	0 (0%)	357	4 (1,12%)	594	31(5,21%)
>60	586	7 (1,19%)	793	13 (1,63%)	455	1 (0,21%)	649	0 (0%)

Table 1: Distribution of positive coproparasitological results in relation to the gender x age group in the Clinical Analyzes Laboratory of Pindamonhangaba "Dr. Paulo Emilio D'Alessandro", in the years 2014/2015.
*significant difference in relation to the female gender (p<0,05) - X²

Among the positive samples, it was observed that, during the whole evaluation period, the highest proportion of these species were commensal species (81,27%), to the detriment of parasitic species, being this statistically significant difference (F=2253,86; P<0,01).

It was observed that in both periods evaluated there was a significant predominance (F= 3333,22; p<0,0001) of samples in which evolutionary forms of only one species of helminth / protozoan were detected, in detriment of samples in which more than one species were detected, according to figure 4.

As regards the distribution of positive samples diagnosed species, it is observed that there was a predominance of *Entamoeba coli* not being a species of protozoan considered parasite until the present moment. Among the parasites, a predominance of *G. duodenalis* was observed, which was detected in a significantly larger number of samples to the total of positive samples for helminth species, as shown in figure 5 (year 2014: F=1526,49; P<0,01) and figure 6 (year 2015: F=407,9; P<0,01).

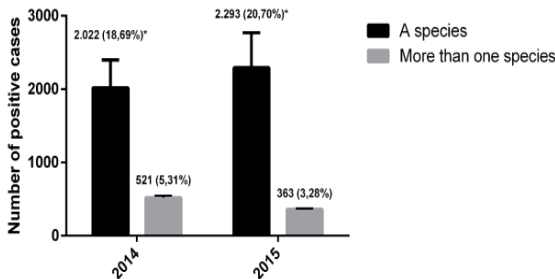


Figure 4. Total positive coproparasitological tests in relation to the number of species detected per sample analyzed in the years 2014 and 2015. Vale do Paraíba, SP.
*significant difference (ANOVA: F=3333,22; Tukey: P<0,01) in relation to the other variable detected in the same year.

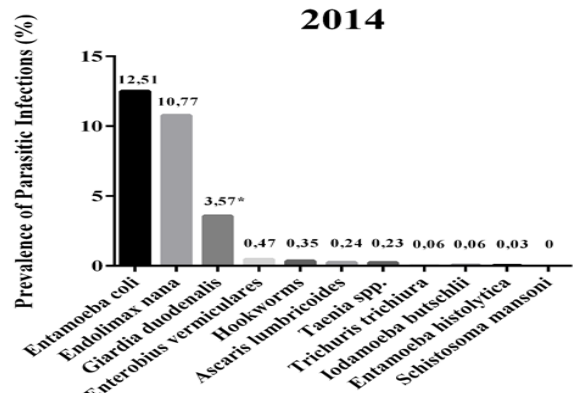


Figure 5. Prevalence of intestinal parasites in patients attended at the Clinical Analyzes Laboratory of Pindamonhangaba "Dr. Paulo Emilio D'Alessandro", in the period from January to December 2014.
*significant difference (ANOVA: F = 1526.49; Tukey: P <0.01) in relation to the other parasite species

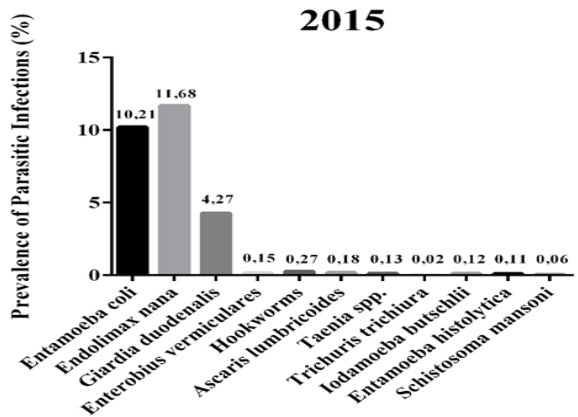


Figure 6. Prevalence of intestinal parasites in patients attended at the Clinical Analyzes Laboratory of Pindamonhangaba "Dr. Paulo Emilio D'Alessandro", in the period from January to December 2015.
*significant difference (ANOVA: F=407,9; Tukey: P<0,01) in relation to the other parasite species

Discussion

As already reported, in the present study a greater prevalence of parasitism was observed in males gender, belonging to the age groups from 11 to 20 years and from 21 to 30 years. These results agree with those presented by several researchers, among them, Antunes & Libardoni, (9) e Vasconcelos et al. (10), os quais também evidenciaram uma elevada ocorrência de indivíduos do gênero masculino parasitados nas faixas etárias supracitadas.

The predominance of male parasitized individuals may be related to routine habits related to hygienic/sanitary issues, which tend to be more precarious among men, particularly in the mentioned age groups. From the age of 30, with a development of greater maturity, men end up developing more adequate hygienic and sanitary habits, implying the reduction of the occurrence of parasitosis at levels equivalent to those observed in women.

The detection of a higher proportion of positive samples for only one species, in detriment of positive samples for more than one species of helminth or protozoan (Figure 1) agree with most of the results presented in several coproparasitological surveys delineated in Brazil (11). Such evidence may be due to the decrease in the prevalence of enteroparasitoses as a whole, still prevailing, in some developing regions, infection rates close to 30%, specially in the case of the occurrence of at least one monoparasitosis (12).

As already mentioned, a low index of evolutionary forms of protozoa and / or helminths was observed in fecal samples, agreeing with the result obtained by Azevedo et al. (13), may be resulting of improvements related to sanitation basic.

Indeed, the sanitary improvements in communities have a significant influence on the decrease in the occurrence of enteroparasitoses. Busato et al. (14) evaluated the occurrence of enteroparasites in faecal samples of residents served at family health centers in the municipality of Chapecó and observed that there was an inverse correlation between the number of positive samples and more adequate sanitation conditions. According to Chammartin et al. (15) the improvement in socioeconomic conditions, the appropriate fate of the waste and changes in population habits may also be related to the decrease in the occurrence of enteroparasites. Despite this evidence, the adoption of prophylactic measures through the mass use of antiparasitics is a routine practice that can influence the detection of low rates of parasitized patients, however, it has the bias of masking the real social condition of the communities, without solving the

problem in its real origin, as well as may portray erroneous values of the risk of exposure to medically important enteroparasites.

The distribution of antiparasitics in a prophylactic way, even before the coproparasitological exam of feces is already a common practice, since long time, in several brazilian municipalities. Frei, Juncansen & Ribeiro-Paes (16), evaluated the occurrence of parasitoses in the Municipality of Assis - SP and observed a low occurrence of intestinal parasites in neighborhoods with low sanitation indicators, but with high administration of antiparasitics, which, in turn, could be masking inadequate sanitary and educational conditions, so that there would be a low prevalence of parasitoses at the expense of routine treatments and not by the implementation of prophylactic measures, adaptation of basic sanitation and sanitary education of the population.

In Brazil, the campaigns of prophylaxis of enteroparasitoses have their focus still directed primarily on the so-called "intestinal verminosis", as exemplified in the practical guide for the operationalization of the national leprosy campaign, verminosis, trachoma and schistosomiasis, in which higher attention is recommended for the chemoprophylactic treatment of annual geohelminthiasis of schoolchildren, with the administration of one 400 mg albendazole tablet, in a single dose, under the supervision of local health teams (17).

There is no doubt that the impact of geohelminthiasis on public health is serious. According to the Ministry of Health (17), in the period from 2005 to 2014 were recorded in the Mortality Information System – SIM/MS an average of 330 deaths by the main helminths, with ascariasis accounting for 57.4% of these, however, the physical and mental depletion resulting from chronic and recurrent infections of intestinal protozoa, such as *G. duodenalis*, also have extremely negative impacts on public health (18). The high prevalence of commensal protozoan species observed in the present study, to know, *Endolimax nana* (10.77% in 2014 and 11.68% in 2015) e *Entamoeba coli* (12.51% in 2014 and 10.21% in 2015), at first does not pose a greater risk to the individuals who harbor them, since they are not pathogenic, but stresses the importance of adopting prophylactic measures and hygiene and health education, since commensal protozoan species share transmission mechanisms similar to those used by pathogenic species, such as *G. duodenalis*. The high prevalence of commensal protozoan species has already been demonstrated by several researchers (19, 20) being more routinely detected in detriment of *G. duodenalis*, which in the

present study was detected in a total of 22.58% of the samples evaluated, although these species have a similar transmission mechanism. Such discrepancy can be explained by the fact that many patients with giardiasis end up seeking medical help, given the picture of diarrhea that sets in, and such a physiological disorder often induces medical staff to prescribe a broad spectrum antiparasitic, the example of nitazoxanide, which concomitantly presents anti-helminth and antiprotozoal properties, however, without necessarily confirming the result through coproparasitological examination.

Otherwise, the persistence of the prevalence of patients with giardiasis in detriment of other parasitic diseases may also be correlated with the fact that many patients are oligosymptomatic or even present in relatively long periods of absence of symptoms, thereby inhibiting a possible search for medical aid.

Similarly, as already mentioned, the drugs used for massive use in performing coproparasitological examinations, such as single-dose albendazole and mebendazole over a three-day course are not effective in the treatment of giardiasis, and, otherwise, single dose giardicidal drugs, such as secnidazole and tinidazole, are still not used in large-scale empirical use, including due to its higher cost, not being also, standardized drugs in the Family Health Strategy, which continues to use metronidazole in the course of five days for the treatment of giardiasis. (21), which may imply a loss of pharmacotherapeutic follow-up and, consequently, maintaining the infectious process for a longer period of time. Nunes et al. (21) states that another factor that influences persistence of the prevalence of giardiasis in moderate to high levels may also be due to the fact that it is a zoonotic disease, and that, consequently, the sources of *G. duodenalis* infection do not depletion of human hosts by empirical treatments, as observed with other enteroparasitoses, making the infection by this protozoan present a universal age distribution and is more frequent in socioenvironmental scenarios characterized by the absence of sanitation and regular supply of potable water.

Conclusion

Based on the observed results, it can be concluded that in the coproparasitological examinations carried out in a Clinical Analyzes Laboratory of the Municipality of Pindamonhangaba, *G. duodenalis* was the most frequent parasite, being the largest among men in the age groups of 11 to 20 and 21 to 30 years, bringing to the fore the need for the adoption

of prevention strategies aimed at reducing the number of patients being parasitized, among which education aimed at improving sanitary and hygienic habits, both personal and food, particularly of drinking water, due to the fact that this parasite is predominantly waterborne.

Acknowledgment

We are grateful to the municipal laboratory of the municipality of Pindamonhangaba, for having agreed and allowed the research to be carried out.

References

1. Capuano DM, Rocha GM. Ocorrência de parasitas com potencial zoonótico em fezes de cães coletadas em áreas públicas de Ribeirão Preto, SP, Brasil. Rev Bras Epidemiol. 2006; 9: 81-86.
2. Moura RGF, Ramos ELP, Colombo MS, Aidar FLM, Gómez-Hernández C, Silva MBO, Oliveira KR. Prevalence of intestinal parasites in child day care centers: Epidemiological significance. Rev Patol Trop. 2017; 46: 75-84.
3. Coêlho MDG, Ramos LL, Pereira RB, Rocha LO, Lino FPS, Silva-Coelho, FA. Avaliação do consumo de *Lactobacillus casei* Shirota para o controle de giardíase em crianças. Rev Patol Trop. 2016; 45: 169-178.
4. Alves APSM, Coêlho MDG, Santos IA, Bozo LSO, Maciel LTR. Contaminação em logradouros do município de Pindamonhangaba-SP, por parasitos potencialmente zoonóticos em fezes caninas. Rev Ciên Saúde. 2016; 1(1): 45-50.
5. Pereira C, Silva MC. Fatores de risco das enteroparasitoses de escolares públicos da Bahia. Rev Saúde Com. 2014; 10: 245-253.
6. Brinker JC, Teixeira MC, Araújo FAP. Ocorrência de *Giardia* sp. em cães e gatos no Município de Caxias do Sul, RS. Revista da FZVA (Uruguiana). 2009; 16(1): 113-119.
7. Biscegli TS, Romera J, Candido AB, Santos JM, Candido ECA, Binotto AL. Estado nutricional e prevalência de enteroparasitoses em crianças matriculadas em creche. Rev Paul Pediatr. 2009; 27: 289-295.

8. Gonçalves ALR, Belizário TL, Pimentel JB, Penatti MPA, Pedroso RS. Prevalence of intestinal parasites in preschool children in the region of Uberlândia, State of Minas Gerais, Brazil. *Rev Soc Bras Med Trop.* 2011; 44: 191-193.
9. Antunes AS, Libardoni KSDB. Prevalência de enteroparasitoses em crianças de creches do Município de Santo Ângelo, RS. *Revista Contexto & Saúde.* 2017; 17(32): 144-156.
10. Vasconcelo CS, Almeida MB, Brito RG, Guimarães AO, Boaventura RF, Brito AMG. Enteroparasitoses humanas em Aracaju, SE. *Rev Bras Anal Clin (Rio de Janeiro).* 2016; 48(4): 356-362.
11. Miranda JAN, Prevalence of intestinal parasites in educational units from Ciudad Bolívar, Venezuela. *Rev Cuid.* 2015; 6(2): 1077-84.
12. Antunes RM, Antunes JVM, Oliveira LGA, Belinelo VJ, Filho SAV. Prevalência de enteroparasitoses em crianças de um centro escolar de ambiente rural de São Mateus, ES, Brasil. *Enciclopédia Biosfera (Goiânia).* 2011; 7(12): 1-8.
13. Azevedo EP, Almeida EM, Matos JS, Ramos AR, Siqueira SP, Fonseca ABM, Barbosa AS, Bastos OMP, Uchôa CMA. Diagnóstico parasitológico em amostras fecais no laboratório de análises clínicas: comparação de técnicas e custo de implantação. *Rev Bras Anal Clin (Rio de Janeiro).* 2017; 49(4): 401-407.
14. Busato MA, Antonioli MA, Teo CRPA, Ferraz L, Poli G, Tonini P. Relação de parasitoses intestinais com as condições de saneamento básico. *Cienc Cuid Saude.* 2014; 13(2): 357-363.
15. Chammartin F, Guimarães LH, Scholte RG, Bavia ME, Utzinger J, Vounatsou P. Spatio-temporal distribution of soil-transmitted helminth infections in Brazil. *Parasit Vectors.* 2014; 7: 440.
16. Frei F, Juncansen C, Ribeiro-Paes JT. Levantamento epidemiológico das parasitoses intestinais: viés analítico decorrente do tratamento profilático. *Cad Saúde Pública (Rio de Janeiro).* 2008; 24(12): 2919-2925.
17. Brasil. Ministério da Saúde. Guia prático para operacionalização da Campanha Nacional de Hanseníase, Verminoses, Tracoma e Esquistossomose. Brasília: Ministério da Saúde; 2016.
18. Santana LA, Vitorino RR, Antonio VE, Moreira TR, Gomes AP. Atualidades sobre giardíase. *JBM.* 2014; 102(1): 7-10.
19. Almeida ML, Spada PKWDS, Rodrigues AD. Prevalência de parasitos intestinais em trabalhadores de aviários de uma cidade no Sul do Brasil. *Rev Bras Anal Clin (Rio de Janeiro).* 2016; 48(4): 400-3.
20. Ludwig V, Tavares RG, Martins MMR, Sopelsa AMI. Prevalência de enteroparasitas em pacientes atendidos em um laboratório de Novo Hamburgo, RS. *Rev Bras Anal Clin (Rio de Janeiro).* 2016; 48(3): 278-83.
21. Nunes BC, Pavan MG, Jaeger LH, Monteiro KJL, Xavier SCC, Monteiro FA, Boiá MN, Carvalho-Costa FA. Spatial and molecular epidemiology of *Giardia intestinalis* deep in the Amazon, Brazil. *PLoS ONE.* 2016; 11(7): 1-8.

Conferencia “II Congreso Chileno de Parasitología”

Actualización sobre el Tratamiento de las Enfermedades Parasitarias Humanas.

WERNER APT

Laboratorio de Parasitología Básico-Clínico. Programa de Biología Celular y Molecular. ICBM.
Facultad de Medicina. Universidad de Chile.

Nos referiremos al tratamiento de las enfermedades parasitarias más frecuentes de observar en Chile y de algunas parasitosis no autóctonas que se están presentando en nuestro país a raíz de migraciones de países tropicales y sub-tropicales. En relación a la terapia de las parasitosis del tubo digestivo originadas por protozoos: amebiasis, blastocistiasis, giardiasis y criptosporidiasis no existen fármacos nuevos, excepto la nitazoxanida que se utiliza en giardiasis y criptosporidiasis. Los helmintos trematodos del tubo digestivo: fasciolopsiasis, heterofiasis, metagonimiasis, gastrodisciasis, echinostomiasis, nanofietasis, watsoniasis, fischoederiasis, no existen en Chile y todos se tratan con praziquantel. 10-25mg/kg/día por un solo día. Los helmintos cestodos del tubo digestivo: *Taenia solium*, *T.saginata*, *T. asiatica*, *Diphyllobothrium latum*, *D. pacificum*, *Hymenolepis diminuta*, *Dipylidium caninum*, e *H.nana* se tratan con niclosamida o praziquantel. En relación a los helmintos nematodos del tubo digestivo: *Ascaris lumbricoides*, *Enterobius vermicularis*, *Trichuris trichiura*, *Strongyloides stercoralis*, *Ancylostoma duodenale*, *Necator americanus*, *Anisakis simplex*, *Pseudoterranova decipien* y *Contraecum osculatum* se tratan con albendazol, mebendazol o pamoato de pirantel, excepto *S.stercoralis* que se utiliza ivermectina. La anisakidiasis se puede tratar con albendazol o ivermectina. En la oxyuriasis se debe aplicar tratamiento a todas las personas que viven en la casa y eliminar el ambiente oxyurótico. En los protozoos tisulares vgs: enfermedad de Chagas se utiliza nifurtimox o benznidazol (BNZ), la novedad consiste en el acortamiento de la terapia con BNZ a las dosis habituales del adulto (300mg/kg/día) durante sólo 4 semanas y la utilización del fexinidazol durante 10 días. Con respecto a las otras parasitosis de los tejidos, sangre, vías urinarias y otras localizaciones por protozoos: amebiasis hepática, toxoplasmosis, leishmaniasis, malaria, babesiosis, amebas de vida libre, microsporidiasis y tricomoniasis no hay grandes novedades, excepto en la enfermedad del sueño donde se utiliza fexinidazol por vía oral lo que ha constituido un gran éxito. Por último en relación a helmintos como parásitos de los tejidos, sangre, vías urinarias y otras localizaciones: fascioliasis, esquistosomiasis, cisticercosis, hidatidosis, triquinosis, síndrome larva migrans cutánea, síndrome de larva migrans visceral no se han desarrollado nuevos fármacos.

TRATAMIENTO DE LAS PARASITOSIS

Dr. Werner Apt

Laboratorio de Parasitología Básico-Clínico. Programa Biología Celular y Molecular. ICBM. Facultad de Medicina Universidad de Chile.

Nos referiremos a las enfermedades parasitarias más frecuentes de observar en Chile y algunas parasitosis no autóctonas que se están presentando en nuestro país por migraciones de países tropicales y sub-tropicales.

I: Parasitosis del Tubo Digestivo.

a) Protozoos

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
AMEBIASIS AGUDA <i>Entamoeba histolytica</i>	Metronidazol	Suspensión de 125mg x 5cc	Adultos 30mg		3 veces al día	Oral	10 días	No ingerir alcohol. Efecto disulfirán.
	O	Comprimidos de 250 y 500 mg						
	Trinidadazol	Suspensión de 200mg/cc	Niños 30-60mg		Una sola toma	Oral	2-3 días	No ingerir alcohol. Efecto disulfirán.
AMEBIASIS CRONICA Y PORTADORES	Metronidazol	Indicada anteriormente	Indicada anteriormente		Niños: 3 veces al día	Oral	10 días	Indicada anteriormente.
	O				Adultos: 500mg 3 veces al día	Oral	10 días	Indicada anteriormente.
<i>Entamoeba histolytica</i>	Ornidazol	Comprimidos de 250 y 500mg	Niños: 25 mg		2 veces al día	Oral	5 días	No tiene efecto disulfirán.
	Alternativo Tetraciclina	Cápsulas 250 mg	Máxima 2mg		4 veces al día	Oral	10 días	No debe administrarse durante el embarazo, ni a menores de 8 años (por la alteración que originan en la dentición).

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
BLASTOCISTOSIS <i>Blactocystis hominis</i>	Metronidazol	Indicada anteriormente	Niños: 30-50mg		3 veces al día	Oral	10 días	
	o		Adultos:30mg		3 veces al día	Oral	10 días	
	Ornidazol	Indicada anteriormente	25mg		3 veces al día	Oral	10 días	
GIARDIASIS <i>Giardia intestinalis</i>	Metronidazol	Suspensión de 125mg por cada 5cc	Adultos: 30mg		3 veces al día	Oral	5 días	Excepcionalmente leucopenia transitoria. Contraindicado durante el embarazo y la lactancia. El alcohol está proscrito durante la terapia.
	o							
	Tinidazol	Jarabe de 1000mg y 500mg por cada 5cc	Niños: 50-75mg	2g	Dosis única	Oral		Puede provocar alteraciones del aparato gastrointestinal.
	o							
	Ornidazol	Comprimidos de 250 y 500mg	25mg	1,5g	3 veces al día	Oral	5 días	No se debe administrar a personas alérgicas a imidazoles (Metronidazol, Trnidazol).
	o							
	Nitazoxanida	Suspensión de 1000mg x 5cc	Niños:	1-2 años 100mg 3-11 años 200mg		2 veces al día	Oral	3 días
	o	Tabletas de 500mg y dispensables de 200mg	Adultos	1g	2 veces al día	Oral	3 días	
	Alternativo: Furazolidona	Jarabe de 50mg y de 17mg por cada 5cc.	Niños: 10mg			Oral	7 días	
		Comprimidos de 100mg	Adultos	400mg	4 veces al día			

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
CYSTOISOSPORIASIS <i>Cystoisospora belli</i>	Trimetoprim (TMP)	Suspensión de 40mg TMP y 200mg SMZ x cada 5cc y suspensión de 80mg TMP y 400mg SMZ x cada 5cc. Tabletas de 80mg TMP y 400mg SMZ	Niños: TMP 6mg	Máxima		Oral	7-10 días	En pacientes adultos inmunosuprimidos la dosis profiláctica es de 1 tableta tres veces por semana de TMP de 160mg y SMZ de 800mg.
	más Sulfametoxazol (SMZ)	Tabletas de 160mg TMP y 800mg SMZ	Adultos:	TMP 640mg SMZ 3200MG	4 veces al día	Oral		
CICLOSPORIASIS <i>Cyclospora cayetanensis</i>	TMP más SMZ	Indicada anteriormente	Niños: 6mg TMP 30mg SMZ		2 veces al día	Oral	7-10 días	En pacientes con SIDA la terapia se prolonga por 4 ó más meses con una dosis mayor: TMP 10 días, luego se sigue con la mitad de la dosis, es decir la misma dosis que en el inmunocompetente.
			Adultos:		2 tabletas de 80mg TMP 400mg SMZ ó 1 tableta de 160mg TMP y 800mg SMZ 2 veces al día	Oral	7-10 días	
CRIPTOSPORIDIASIS <i>Cryptosporidium hominis</i> <i>C. spp</i>	Nitazoxanida	Suspensión de 1000mg por c/5cc	Niños:	200mg	2 veces al día	Oral	3 días	En pacientes adultos con SIDA la terapia es por 4 meses, 1gr. al día por 1 mes y luego 2gr. al día. En niños 200mg/día por 1 mes y después 400mg. Por lo general los resultados son negativos o transitorios. Es el fármaco de elección de la FDA (USA).
		Tabletas de 500mg Tabletas dispensables de 200mg	Adultos:	1g	2 veces al día	Oral	3 días	

b) Helmintos Tremátodos

No existen en nuestro país. Todos se tratan con praziquantel 10-25mg/kg/día por 1 sólo día

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
FASCIOLOPSIASIS <i>Fasciolopsis buski</i>	Praziquantel	Tabletas de 150, 500 y 600mg	20mg	1.4g	2 veces al día	Oral	1 sólo día	
HETEROFIASIS <i>Heterophyes heterophyes</i>	Praziquantel	Ya indicada	10-15mg		Dosis única	Oral	1 sólo día	
METAGONIMIASIS <i>Metagonimus yokogawai</i>	Praziquantel	Ya indicada	10-15mg		Dosis única	Oral	1 sólo día	
GASTRODISCIASIS <i>Gastrodiscoides hominis</i>	Praziquantel	Ya indicada	10mg		Dosis única	Oral	1 sólo día	
NANOFIETASIS <i>Nanophyetus salmincola</i> <i>Nanophyetus spp</i>	Praziquantel	Ya indicada	10-25mg		Dosis única	Oral	1 sólo día	
WATSONIASIS <i>Watsonius watsoni</i>	Praziquantel	Ya indicada	10-25mg		Dosis única	Oral	1 sólo día	
FISCHOEDERIASIS <i>Fischoederius elongatus</i>	Praziquantel	Ya indicada	10-25mg		Dosis única	Oral	1 sólo día	

c) Helmintos cestodos

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
TENIASIS (<i>Lombrices solitarias</i>) <i>Taenia solium</i> <i>T. saginata</i> <i>T. asiática</i>	Niclosamida	Comprimidos de 500mg	Niños: 2 tabletas x 2 veces	2g	2 veces al día 8:00 y 9:00 am	Oral	1 día	
	o		Adultos: 4 tabletas x 2 veces al día	4g				
<i>Diphyllobothrium latum</i> <i>D. pacificum</i> <i>Hymenolepis diminuta</i> <i>Dipylidium caninum</i>	Praziquantel	Tabletas de 150mg, 500mg y 600mg	10mg		Dosis única	Oral	1 día	
HYMENOLEPIASIS Por <i>Hymenolepis nana</i>	Niclosamida	Comprimidos de 500mg	Niños: 11 a 34 kgs. 2 tabletas	1g	2 veces al día	Oral	5 días	
	o		Más de 34 kgs 3 tabletas	1.5g				
	Praziquantel	Tabletas de 150mg, 500mg y 600mg	25mg	4g	2 veces al día	Oral	1 día	Repetir a los 7 días.

d) Helmintos Nemátodos

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
ASCARIASIS <i>Ascaris lumbricoides</i>	Albendazol	Jarabe de 200mg x cada 5cc Comprimidos de 200mg y 400mg		400mg	Dosis única	Oral	1 día	No debe administrarse a embarazadas, ya que ha demostrado ser teratígeno en animales.
	o							
	Mebendazol	Suspensión de 100mg x cada 5cc Comprimidos de 100mg.		500mg	2 veces al día	Oral	1 día	No debe administrarse a embarazadas, ya que ha demostrado ser teratígeno en animales.
	o							
	Pamoato de Pirantel	Suspensión de 250mg x cada 5cc. Comprimidos de 250mg.		Máxima 1g	Dosis única	Oral	1 día	No debe administrarse a embarazadas, ya que ha demostrado ser teratígeno en animales.
	o							
	Piperazina	Jarabe al 10%, 500mg cada 5cc		Máxima 3g	3 veces al día	Oral	5-7 días	También es útil en embarazadas
OXYURIASIS <i>Enterobius vermicularis</i>	Albendazol	Jarabe de 200mg x 5cc. Comprimidos de 200mg y 400mg		400mg		Oral	Repetir terapia a los 15 días	Debe tratarse todo el grupo familiar. Para evitar reinfección se deben tomar medidas de higiene personal y contra la contaminación ambiental, único medio de eliminación del ambiente oxyuriótico que rodea a las personas infectadas.
	o							
	Mebendazol	Suspensión de 100mg x cada 5cc Comprimidos de 100mg		500mg	Dosis única	Oral	Repetir la terapia a los 15 días	
	o							

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
TRICHURIASIS o TRICOCEFALOSIS <i>Trichuris trichiura</i>	Pamoato de Pirantel	Suspensión de 250mg x cada 5cc Comprimidos de 250mg	10mg	Máxima 1g	Dosis única	Oral	En caso de fracaso, la terapia debe repetirse a los 15 días	Debe tratarse todo el grupo familiar. Para evitar reinfección se deben tomar medidas de higiene personal y contra la contaminación ambiental, único medio de eliminación el ambiente oxyuriótico que rodea a las personas infectadas.
	o Piperazina	Indicado anteriormente	50mg	3g	2-3 veces al día	Oral	5-7 días	
	Mebendazol o Albendazol	Indicada anteriormente		200mg 400mg	2 veces al día 2 veces al día	Oral Oral	3 días 3 días	Ya indicada. Ya indicada.
STRONGILOIDIASIS <i>Strongyloides stercoralis</i>	Ivermectina	Solución al 0,6% Tabletas de 6mg y grageas de 3mg.	1 gota 200ug (0.2mg)		Dosis única	Oral	2 días	En inmunosuprimidos la terapia se debe prolongar por 7 o más días.
UNCINARIASIS <i>Necator americanus</i> <i>Ancylostoma duodenale</i>	Albendazol o Pamoato de Pirantel	Indicada anteriormente		400mg	Dosis única		3 días	
ANISAKIDIASIS <i>Anisakis simplex</i> <i>Pseudoterranova decipiens</i> <i>Contracaecum osculatam</i>	Albendazol o Ivermectina	Indicada anteriormente	Indicada anteriormente		Dosis única	Oral	1 día	
		Indicada anteriormente	200ug (0.2mg)		Dosis única	Oral	1 día	

II. Parasitosis de los tejidos, sangre, vías urinarias y otras localizaciones

a) Protozoos

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
ABSCESO HEPÁTICO AMEBIANO <i>Entamoeba histolytica</i>	Metronidazol	Suspensión de 125mg x cada 5cc	Niños: 25-50mg		3 veces al día	Oral	10 días	Indicada anteriormente.
		Comprimidos de 250mg y 500mg Ampollas de 500mg	Adultos: 750mg x 3 veces al día			EV		
		Comprimidos de 120mg						
ENFERMEDAD DE CHAGAS <i>Trypanosoma cruzi</i>	Nifurtimox	Comprimidos de 30mg	RN y lactantes: 12-15mg	Dosis diaria	3-4 veces al día	Oral	60 días	En los niños debe asociarse a la terapia barbitúricos en dosis sedante durante los primeros 15 días, ya que el nifurtimox tiene cierto efecto convulsivante. Es recomendable efectuar cada 15 días controles de hemograma, test de diagnóstico diferencial de las ictericias y exámenes de orina. Frecuentemente produce anemia hemolítica en personas con deficiencia de la glucosa 6 fosfato dehidrogenasa. Provoca efectos colaterales en 1/3 de los casos, especialmente en adultos: alteraciones cutánea y/o del SNC y casualmente produce neutropenia y trastornos gastrointestinales
			Adultos: 8mg	Máxima 700mg	3-4 veces al día	Oral	60 días	

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
LEISHMANIASIS VISCERAL <i>Leishmania donovani</i> <i>L. infantum</i>	Benznidazol	Comprimidos de 100mg	Niños: 7,5mg		3 a 4 veces al día	Oral	60 días	No debe administrarse a embarazadas ni a mujeres en período de lactacia. Prolongación de la terapia 60 días. Con 30 días se ha obtenido el mismo éxito que con 60 días, estudio que debe ser confirmado por otras investigaciones.
		Comprimidos ranurados 50mg	Adultos: 5mg	300mg				
	Antimoniales Pentavalentes Ejemplo: Antimoniato de meglumina (Glucantime®) Sanofi - Adventis	Solución de 1.500mg/5cc	75mg	5g	3 veces al día	IM	20 días	Contraindicando en pacientes con insuficiencia hepática y renal, embarazadas, mujeres en período de lactancia y en personas con QTc prolongado al ECG.
	o							
	Miltefosina	Solución oral de 20mg/cc	Niños y Adultos 2,5mg		2 a 3 veces al día	Oral	28 días	35-60% presentan reacciones adversas gastrointestinales leves 10% aumenta enzimas hepáticas. En pacientes con Leishmaniasis visce-ral y VIH las recaídas son frecuentes.
	o							
	Anfotericina B-liposomal	Frasco con 50mg de polvo base para disolver	3-4mg		2 a 3 veces al día	EV	10-21 días	Toxicidad renal entre un 10-50%. Fiebre un 25% de los casos. Tiene un costo alto.

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
LEISHMANIASIS TEGUMENTARIA <i>L. braziliensis</i> <i>L. panamensis</i> <i>L. guyanensis</i> <i>L. amazonensis</i> <i>L. peruviana</i> (<i>Uta-Spundia</i>)	Estibogluconato sódico	Frasco con 100mg y 300mg x cada cc	20mg		Diario o día por medio	IM	28 días (cutáneo mucosa)	
	o					o		
	Pentamidina	Frasco con 200mg y 300mg	4-6mg			IM		
TOXOPLASMOSIS* <i>Toxoplasma gondii</i>	Pirimetamina	Comprimidos de 25mg	Niños: 2mg x 2 a 3 días, luego 1mg hasta completar la terapia Adultos: 2 tabletas de 25mg x 2 a 3 días, luego 1 tableta al día	Máxima 50mg	1 a 2 veces al día por 3-4 semanas (la dosis total de la cura no debe sobrepasar los 750mg)	Oral	21 a 30 días	Puede provocar depresión medular y anemia por déficit de ácido fólico. Por este motivo es necesario efectuar controles hematológicos semanales durante la terapia. Los efectos hematológicos colaterales del fármaco se neutralizan administrando ácido fólico (leucovorina) 10mg al día por 3 días. Puede provocar alteraciones gastrointestinales: náuseas, vómitos y diarrea. No se debe administrar el fármaco en el primer trimestre de la gestación. Frecuentemente provocan reacciones alérgicas (erupciones, foto sensibilidad y fiebre).
	más							

* En la toxoplasmosis ocular o cardíaca, a la terapia combinada de Pirimetamina y "sulfa" o de Espiramicina y sulfa o de Azitromicina, debe agregarse corticoides. Vg: betametasona 0.5mg/kg/día por 10-15 días. En los cuadros oculares el tratamiento se debe prolongar por 6 semanas o más.

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
	Sulfadiazina o	Tabletas de 500mg	Niños: 0,1-0,2mg Adultos: 4 tabletas al día (2g)		3 a 4 veces al día	Oral	3 a 4 semanas	
	Trimetoprim (TMP) más	Ya indicada	10-50mg (15-75mg)** 7,5-37,5mg		3 veces al día	EV u	10-15 días	Indicado en pacientes con SIDA y encefalitis por <i>T. gondii</i> . En pacientes en coma se administran 15-75mg /Kg/día EV, y después se continúa con 7,5-7,5mg/Kg/día por vía oral por 4-6 semanas.
	Sulfametoxazol (SMZ) Alternativo: Espiramicina o	Comprimidos de 500mg	Niños: 50-100 mg Adultos:	2 a 4g	3-4 veces al día	Oral	3 a 4 semanas	
	Azitromicina	Suspensión 200mg por cada 5cc. Cápsulas de 250mg Comprimidos de 500mg	Niños: 15mg Adultos:	500mg	1 vez al día	Oral	3 a 4 semanas	

** Dosis inicial de pacientes en coma. Se administra por vía EV durante 3-5 días y después se continúa con 7,5-37,5 mg/Kg/día por vía oral. En pacientes que no están en coma se inicia el tratamiento con TMP+SMZ por vía oral 10-50mg/Kg/día por 3-5 días y se continúa con 7,5-37,5mg/Kg/día hasta completar 4 semanas. Por último se administra una tableta de TMP+SMZ al día como profilaxis secundaria.

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
	Clindamicina*** o	Cápsulas de 300mg Ampollas de 150mg, de 300mg por cada 2cc y de 600mg por cada 4cc	Adultos: 32-40mg	2 a 4g	4 veces al día	Oral	2 meses	30% de los pacientes presentan colitis pseudo-membranosa por <i>C. difficile</i> . Náuseas, vómitos, rash, urticaria.
	Claritromicina*** o	Tabletas de 250 y 500mg	Adultos: 15mg	1-2g.	2 veces al día	Oral	2 meses	Efectos secundarios, rash, urticaria.
	Doxicilina*** o	Comprimidos de 100mg y 200mg		400mg	2 veces al día	Oral	2 meses	Efectos secundarios, rash, urticaria.
	Atovaquone ***	Suspensión oral de 750mg por cada 5cc. Tabletas de 250mg		3g	4 veces al día	Oral	4 meses	Efectos secundarios: rash, prurito, cefalea, náuseas.

*** En pacientes con toxoplasmosis y SIDA que no toleren la "sulfa", se pueden reemplazar éstas por clindamicina, claritromicina, doxicilina o atovaquone.

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
MALARIA <i>Plasmodium falciparum</i> , <i>P.vivax</i> , <i>P.malariae</i> , <i>P.ovale</i>	Cloroquina fosfato	Tabletas de 250mg (150mg base) Tabletas 500mg (250mg base)			Día 1: 600mg (base) Inicio: 300mg base y a las 6 horas 300mg. Día 2 y 3: 300mg (base) 4to día: 10mg/kg 5to día: 10mg/kg 6to día: 5mg/kg	Oral	6 días	
No complicada. Acceso malárico en zonas sensibles								
MALARIA No complicada en zonas resistentes a Cloroquina o multiresistente	Artesunato + Mefloquina o Atovaquone + Proguanil (Malarone)	Artesunato: Tabletas de 50mg Mefloquina: tabletas con 250mg de base 250mg 100mg de Proguanil	Artesunato: 4mg más Mefloquina 25mg	1000mg	1 vez al día 750mg al inicio y 8hrs. Después 250mg 4 tabletas diarias x 3 días (personas > de 40kg)	Oral	3 días	No administrar a pacientes con problemas psiquiátricos, depresión transtornos bipolares, etc.
MALARIA GRAVE <i>P. falciparum</i>	Quinina, sulfato más	Ampollas de 2ml con 150mg ó 300mg	20mg/kg en las primera 4 hrs. Luego 10mg al día	1 tableta al día 2 tabletas al día 3 comprimidos	c/8 horas	EV	7-10 días	Si la parasitemia desciende al tercer ó cuarto día, se puede suspender la terapia por 1 día y reiniciarlo con el esquema Mefloquina a dosis habituales. Seguir con el fármaco vía oral a partir del cuarto día si las condiciones del paciente lo permiten.

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
MALARIA POR <i>Plasmodium vivax</i> y <i>P. ovale</i>	Doxicilina o	Ampollas de 5ml/100mg		200mg	c/12 horas	EV	23 días	
	Artesunato y Quinina más Doxicilina	Ampollas con 60mg de ácido Artesunico (**)	4mg.			EV IM por vía rectal	3 días	(**) El ácido artesunico debe disolverse en 1ml de solución de bicarbonato al 15% inmediatamente antes de su aplicación (así se produce el artesunato de sodio).
	Cloroquina	Tabletas de 250mg (con 150mg de base)			Dosis inicial 10mg/Kg (base), seguido a las 6, 24 hrs. Por 5mg/Kg, 10mg/Kg 2 días y 5mg/Kg el 3er día	Oral	3 días	Para evitar recidivas en <i>P. vivax</i> y <i>P. ovale</i> , se debe administrar primaquina 1 tableta diaria para los adultos con 5mg de base y en niños 0,25mg de base (kg/peso/día) durante 14 días. La primaquina viene en tabletas con 15mg de base (26,3mg) o 45mg de base (79mg).
	Alternativo							
	Quinina más	Ya indicada		650mg	2-3 veces al día	Oral	3 a 7 días	Antes de prescribir primaquina, es importante determinar que los pacientes con malaria no tengan un déficit de la G6PDH (glucosa 6 fosfato dehidrogenasa).
	Doxicilina o	Ya indicada		100mg	1 vez al día		3 a 7 días	
	Mefloquina	Ya indicada			750mg al inicio y 8 hrs. después 250mg	Oral	3 días	

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
BABEBIOSIS o PIROPLASMOSIS	Azitromicina	Ya indicada		2000mg el 1er día, seguido de 1000mg los días siguientes	500mg 4 veces al día, el 1er día, seguido de 250mg, 4 veces al día	Oral		
	más			750mg				
AMEBAS DE VIDA LIBRE Meningitis amebiana Primaria (MAP)	Atovaquone	Ya indicada			2 veces al día	Oral		
	Anfotericina B	Ya señalada	0,7-1,5mg		Cada 8 horas	EV intrarectal	10 días	No se ha confirmado la utilización de la terapia.
	más							
	Miconazol	Gel oral con 124mg x cada 5cc	2mg			Oral		
	más							
	Rifampicina	Cápsulas y comprimidos de 150 y 300mg		Niños: 10-20mg Adultos: 8-12mg		Oral		
ENCEFALITIS AMEBIANA GRANULOMATOSA (EAG) <i>Acanthamoeba castellanii</i> <i>A. spp</i> <i>Balamuthia mandrillaris</i> <i>B. spp</i>	Ketoconazol	Comprimidos de 200mg		Niños: 3mg	Cada 12 horas	Oral	10 días	No se ha comprobado la eficacia de esta terapia.
	o							
	Rifampicina	Ya indicada		Adultos:	200-400mg	Oral	10 días	
	o							
	Sulfametoxazol Trimetoprim	Ya indicada	Ya indicada					

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
QUERATITIS por <i>Acanthamoeba castellanii</i> <i>A. spp</i>	Polihexametilbiguanida (PHMB)	Solución al 0,2%				Tópica	10-15 días	Alto porcentaje de curación cuando la terapia se aplica precozmente.
	más Isotianato de Propamidina	Solución al 0.1%				Tópica		
	o Hexamidina	Solución al 0.1%						Las gotas y pomadas se aplican c/30 minutos ó cada hora (dosis de ataque). Una vez que hay mejoría clínica se mantiene la terapia por 1 año.
	o Clorohexadina	Solución al 0.02%				Tópica		Con tratamiento con 2 a 4 aplicaciones al día.
	más Pentamidina	Ya indicada				Sistémica		
MICROSPORIDIASIS <i>Encephalitozoon cuniculi</i> <i>E. intestinalis</i> (sin <i>Septata intestinal</i>)	Albendazol	Ya indicada	12-15mg	Adultos: 800mg	2-3 veces al día	Oral	21 días	En pacientes con SIDA la terapia diaria de 800mg debe prolongarse por 2-4 meses, hasta que los linfocitos CD4 estén sobre 200 células por cm ³ por la triple terapia retro-viral. Después se puede discontinuar el tratamiento. Rendimiento 100%.
TRICOMONIASIS	Metronidazol	Ya indicada	10mg		3 veces al día	Oral	10 días	Indicada anteriormente. Debe tratarse a la pareja. En la mujer se agrega a la terapia 1 comprimido vaginal de metronidazol (500mg) al día.
	o Tinidazol	Tabletas de 500mg y de 100mg		2g	Dosis única	Oral		

b) Helmintos Trematodos

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
FASCIOLIASIS o DISTOMATOSIS HEPATICA <i>Fasciola hepatica</i>	Triclabendazol	Tabletas de 250mg	20mg	1,4gr	2 curas de 10mg/Kg con el desayuno y el almuerzo	Oral	1 sólo día ó 2 días si se efectúa una cura al día.	
ESQUISTOSOMIASIS (Bilharziasis) <i>Schistosoma mansoni</i>	Oxamniquina	Cápsulas de 250mg	Niños: 20mg Adultos: 15mg		Dosis única	Oral	1 sólo día	El ideal es dar el fármaco después de cenar. Efectos adversos: cefalea, temblores, somnolencia, náuseas. Un 0,5% de los pacientes presentan alucinaciones y/o convulsiones, por este motivo el reposo en casa es importante por lo menos durante 48 hrs. La curación es de 80-85% en adultos y 65-70% en niños. La terapia puede repetirse al 3er mes si ha fracasado el primer tratamiento.

c) Helmintos Cestodos

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
CISTICERCOSIS <i>Cysticercus cellulosae</i>	Albendazol	Tabletas de 200mg y 400mg Jarabe de 200mg por cada 5cc	10-15mg		3 veces al día	Oral	14-21 días	Existen trabajos con curas de 8 días con buenos resultados. Es importante hospitalizar a los pacientes durante 3-5 días y ver necesidad de asociar corticoesteroides. Si hay buena tolerancia se puede continuar la terapia en forma ambulatoria.
	o							
HIDATIDOSIS UNILOULARIS (Larva de <i>Echinococcus granulosus</i>)	Praziquantel	Tabletas de 500mg	50mg		3 veces al día	Oral	14 días	En pacientes fuera del alcance quirúrgico o con hidatidosis múltiple, se puede aplicar terapia con albendazol a dosis 10mg/kg/día por 3 meses. Esta terapia se considera como una cura que puede repetirse siempre que exista un periodo de descanso de 15-30 días entre cada cura. En caso de rotura del quiste durante la operación se puede aplicar albendazol durante 15-30 días. Se está investigando la aplicación en nanopartículas cargadas con albendazol que tendrían mayor efecto escolicida y cisticida que albendazol por su mayor solubilidad en medio acuoso.
	Alternativo: Cirugía							
	Cirugía	Ya indicada	Ya indicada	Ya indicada	Ya indicada	Oral		
	o							
	Terapia farmacológica con Albendazol							
	o							

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
	PAIR (PA)							(Punción y aspiración). Sólo se utiliza en quistes hidatídicos visibles bajo laparoscopia con pantalla. El paciente recibe ABZ 3 días antes de hacer laparoscopia y a las 48-72 hrs. se va a su casa. Se continúa con ABZ por 3 meses (una cura). Si se efectúa más de una cura es necesario 15-30 días de descanso entre cada una.
HIDATIDOSIS ALVEOLAR o MULTILOCLARIS (Larva de <i>E. alveolaris</i>)	Cirugía o Terapia farmacológica con Albendazol	Ya indicada	Ya indicada		Ya indicada	Oral		Se extirpa todo el parásito.
HIDATIDOSIS POLIQUÍSTICA (Larva de <i>E. vogeli</i>)	Cirugía o Terapia farmacológica con Albendazol	Ya indicada	Ya indicada		Ya indicada	Oral		Señalada anteriormente.
HIDATIDOSIS por Larva de <i>E. oligarthus</i>	Cirugía o Terapia farmacológica con Albendazol	Ya indicada	Ya indicada		Ya indicada	Oral		Señalada anteriormente.

d) Helmintos Nematodos

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones	
TRICHINELLOSIS o TRIQUINOSIS <i>Trichinella spiralis</i> <i>T. nativa</i> <i>T. britovi</i> <i>T. nelsoni</i> <i>T. murreli</i> <i>T. pseudospiralis</i> <i>T. papuae</i> <i>T. spp</i>	Albendazol	Ya indicada		400mg	Dosis única	Oral	5-7 días	Útil en la fase intestinal. Podría ser eficaz al comienzo de la penetración de las larvas en la musculatura. No se ha demostrado que sirve en las formas ya enquistadas.	
		Mebendazol	Ya indicada		600-120mg.	2 veces al día	5-7 días	Sólo sirve en la fase intestinal, ya que el fármaco se absorbe poco.	
		Alternativo: Ácido acetil salicílico	Tabletas de 100 y 500mg			1-2 veces al día	Oral		
		AINES, Vg: Meloxicam	Comprimidos de 7,5 y 15mg		7,5-15mg	1 vez al día	Oral	3-5 días	Sirven para aliviar las mialgias y el síndrome Toxialérgico, vale tanto para meloxicam como para prednisona.
		Prednisona	Tabletas de 5mg		1mg	2 ó 3 veces al día	Oral	3-5 días	
SINDROME LARVA MIGRANS CUTÁNEA por: <i>Ancylostoma braziliensis</i>	Albendazol		Niños: 20mg Adultos:	800mg	2 veces al día	Oral	3-5 días	Se puede agregar terapia local congelando larvas con spray de cloruro de etilo o nitrógeno líquido.	

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
<i>Ancylostoma caninum</i>	Ivermectina		200ug (0,2mg)		Dosis única	Oral	1 sólo día	
POR ESPARGANOS o PLEROCERCOIDES DE: <i>Spirometra mansoni</i> <i>S. mansonioides</i> <i>S. erinacei</i> <i>Diphyllobothrium latum</i> <i>D. pacificum</i> <i>D. dentriticum</i> Terapia ya indicada en esparganosis.								Terapia quirúrgica congelar las larvas con cloruro de etilio o nitrógeno líquido y luego extraerla.
SINDROME LARVA MIGRANTE VISCERAL por: <i>Toxocara canis</i> <i>Toxocara cati</i> , <i>Basylisascaris procyonis</i>	Albendazol o Ivermectina	Ya indicada Ya indicada	Niños: 20mg Adultos: 200ug (0,2mg)	 800mg	2 veces al día 2 veces al día Dosis única	Oral Oral Oral	5 días 5 días	
GNASTOSTOMIASIS <i>Gnathostoma spinigerum</i>	Albendazol o Ivermectina	Ya indicada Ya indicada	Ya indicada Niños: 10mg Adultos: 200ug (0.2mg)	 400mg	 1 vez al día	Oral Oral	7-21 días 1 sólo día	La terapia definitiva es la extirpación de la larva, pero esto sólo se puede realizar en muy pocos casos. Ya indicada.

III. Artrópodos

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
MYIASIS								Extracción cuidadosa de las larvas, previo aseo local. Eliminar las larvas por arrastre líquido o con pinzas, evitando romperlas. Extracción mecánica manual de la larva, precedido de oclusión del orificio respiratorio para obligarla a salir en búsqueda de oxígeno.
Primarias								
Secundarias								
Accidentales								
Forunculoide (<i>Dermatobia hominis</i>)								Igual que en recuadro anterior.
Myiasis subcutáneas								
Myiasis lineal rampante	Albendazol	Ya indicada	5-6mg	400mg	Dosis única	Oral	3 días	Se puede repetir la dosis a los 7 días.
	Ivermectina	Ya indicada	200ug (0.2mg)	4mg	Dosis única	Oral	1 solo día	Se puede repetir la dosis a los 7 días.
PEDICULOSIS (<i>Pediculus capitis</i>)	Lindano	Shampoo al 1% Loción al 1% Crema al 1%			Dosis única	Tópica cuero cabelludo		El fármaco debe permanecer en el pelo por 12 horas (loción o crema). Shampoo: 4 minutos. Se debe repetir la terapia a los 7 días. Es necesario remover mecánicamente la mayoría de las liendres con un peine fino (liendrera). No debe aplicarse a personas que tengan soluciones de continuidad en la piel ni a embarazadas ni a menores de 2 años. En EUA y varios países del mundo está prohibido.

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
Del cuero cabelludo <i>(Pediculus capitis)</i>	Permetrina	Loción al 2%				Tópica cuero cabelludo		Se debe dejar el producto durante 10 minutos, lavar. La terapia se repite a los 7 días. Las liendres muertas deben extraerse con un peine fino (liendrera). No debe administrarse a niños menores de 2 años, a mujeres embarazadas o en periodo de lactancia.
	o							
	Piretrina	Loción, Shampoo o gel al 3%						
	O							
	Decametrina	Loción o Shampoo al 0.02%				Tópica cuero cabelludo		Fricciónar el cuero cabelludo con la loción la primera noche, lavar con shampoo a la mañana siguiente.
	O							
	Malathion	Loción al 0.5% en alcohol isopropílico al 78%				Tópica cuero cabelludo		Impregnar el cuero cabelludo, dejar por 8-12 horas y después lavar. No debe administrarse a niños menores de 2 años, a mujeres embarazadas o en periodo de lactancia.
	Alternativo: Benzoato de Bencilo	Loción o shampoo al 20%				Tópica cuero cabelludo		“ “
O								
Ivermectina	Loción y shampoo al 0.8%	400ug (0.4mg)	28mg	Dosis única	Tópica cuero cabelludo	1 solo día	Dejar el producto por 10 minutos o más (hasta 12 horas), se lava. Se puede repetir a los 10 días.	
	Tabletas con 6mg Solución con 6mg/cc	200ug (0.2mg) 1 gota	14 mg	Dosis única	Oral	1 solo día	Se puede utilizar en niños <1 año. No tiene contraindicaciones.	

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
Pediculosis del cuerpo <i>Pediculus corporis o P. vestimentis</i>	Malathion	Polvo al 1%				Ropa de vestir y de cama	1 sola vez	
	O							
	Permetrina	Polvo al 0.5%						
	o							
	Temefos	Polvo al 2%						
	o							
	Yodonfenfos	Polvo al 5%			Dosis única	Ropa de vestir y de cama	1 sola vez	
	o							
Propoxur	Polvo al 1%							
o								
Carbanilo	Polvo al 5%							
o								
	Ivermectina	Tabletas de 6mg gotas con 6mg/cc	200ug (0.2mg) 1 gota	14mg	Dosis única	Oral	1 sola vez	En caso de epidemia de tifus exantemático se debe hacer terapia en masa.
Pediculosis de las pestañas	Permetrina o Vaselina	Pomada al 5% Vaselina estéril de 5, 10 y 20cc			Aplicación 4 veces al día	Tópica	8-10 días	Se puede repetir la terapia a los 7 días.

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
Pediculosis del pubis (<i>Phthirus pubis</i>)								La terapia es idéntica que la del piojo del cuero cabelludo. Rasurar el vello pubiano ayuda a la terapia. Se deben tratar los contactos.
SARNA <i>Sarcoptes scabiei</i>	Lindano	Loción al 1% Loción al 0.3%			Dosis única	Cutánea		Se aplica desde el mentón hasta los pies. El fármaco debe permanecer durante 12 horas sobre la piel. EUA: 12-18 horas después la persona se puede bañar. Chile: El baño se efectúa al quinto día. Se puede repetir la terapia utilizando lindano al 0.3% diariamente por 3 días o lindano al 1% a los 7 días. En lactantes, niños menores y embarazadas, es recomendable utilizar otros fármacos. Se deben tratar todos los contactos. En muchos países está proscrito.
	o							
	Crotamiton	Loción y crema al 10%		Aplicar desde el mentón a los pies	Diariamente	Cutánea	5 días	La persona se puede cambiar de ropa diariamente. El baño se recomienda al término del quinto día. Se deben tratar todos los contactos.
	o							
	Vaselina azufrada	al 6%			Diariamente	Cutánea	3 días	Dar de preferencia a lactantes y embarazadas. Al término del tercer día la persona se puede bañar. Se deben tratar todos los contactos.
	o							

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
	Decametrina	Loción al 0.02%			Diariamente	Cutánea	2 días	No bañarse hasta 48 hrs. después de la aplicación del fármaco. Se puede repetir a los 7 días. Se deben tratar todos los contactos.
	o							
	Ivermectina	Loción al 0.8%	400ug (0.4mg)	Aplicar de mentón a los pies	Dosis única	Tópica cutánea		No tiene contraindicaciones importantes. Se deben tratar todos los contactos.
		Tabletas de 6mg		14-28 mg	Dosis única	Oral		No tiene contraindicaciones importantes. Se deben tratar todos los contactos.
		Solución con 6mg/cc	200ug (o.2mg)			Tópica cutánea		Se deben tratar todos los contactos.
	Fármacos alternativos: Benzoato de bencilo al 10 o 20%	Principio activo del bálsamo del Perú en solución acuosa que tiene como dispersante al twen 80 al 4% complementado con benzocaína al 3% (ovicida)				Tópica cutánea		Se aplica sobre toda la piel por 12 horas y se repite a los 14 días. No es recomendable en niños por su acción irritante.
Sarna Noruega o Costrosa	Ivermectina más Queratolíticos tópicos: urea al 40% o ácido salicílico al 5-10% más Antibióticos si hay infección secundaria.	Tabletas de 6mg Solución con 6mg/ml	200ug (0.2mg)	14mg	Dosis única	Oral		Descontaminar ropa de vestir, de cama, toallas, etc., lavarlas a máquina con ciclo caliente o limpieza en seco. Se debe aislar al paciente. Uso de botas y guantes para personal sanitario. Terapia de los contactos, visita y miembros de la familia. Al inicio se administran corticoides: prednisona 1mg/kg que se bajan paulatinamente. Antihistamínicos son útiles.

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
Sarna no humana por <i>Cheyletiella spp</i> y por <i>Sarcoptes scabiei v. canis</i>	Benzoato de bencilo al 10 o 20%	Ya descrita				Tópica cutánea		Por lo general la infestación es autolimitada, ya que los ácaros si bien infestan al hombre, no se pueden reproducir.
Trombiculosis por <i>Trombiculidae spp</i> o por ácaros de plantas o de aves de corral	Benzoato de bencilo al 10 o 20%	Ya descrita						Infestación autolimitada, ya que los ácaros no se reproducen en el hospedero humano.
PULICOSIS o PULICIASIS	Antihistamínicos (clorfenamina y clorferinamina)	Jarabe con 2.5mg por cada 5cc		Máxima: Niños 2-5 años: 4mg, 6-12 años: 8mg	3-4 veces al día	Oral		Se debe efectuar una buena higiene de la vivienda, desparasitación de los ambientes (incluyendo a animales domésticos) para controlar la infestación.
		o Comprimidos de 4mg			3-4 veces al día	Oral		
		Ampollas de 10mg por 1cc		Adultos: 12mg	2-3 veces	OM o EV		
	Loratadina	Jarabe con 5mg por 5cc	Niños: <30 kgs: 5mg >30 kgs: 10mg	40mg	1 vez al día	Oral		
		Comprimidos de 10mg	Adultos: 10mg		1 vez al día	Oral		
o								

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
	Cetirizina	Solución oral con 1mg por cc		Niños: 2-5 años: 3mg 6-12 años: 6mg	1 vez al día	Oral		
	Más	Gotas con 10mg por cc Comprimidos de 10mg		Adultos: 10mg	1 vez al día	Oral		
	Glucocorticoides Tópicos, Vg: Betametasona, diprobonato o	Crema unguento con 0.05g			2 veces al día	Tópico dérmico	5 días	
	Glucocorticoides sistémicos, Vg: Prednisona	Comprimidos de 5mg	0,2-5mg		Cada 8 o 12 hrs.	Oral	3-5 días	
PICADURA POR MOSQUITOS O ZANCUDOS (<i>Anopheles, Culex, Aedes</i>)	Antihistamínicos	Ya indicada			Ya indicada		3-5 días	Para el control de las larvas se preconiza aseo de los depósitos y cursos acuáticos que sirven de criadero (drenaje de pantanos, de colecciones de agua). En el caso de domiciliación de alguna especie (<i>Aedes aegypti</i>), que se cría en residuos acuáticos de piscinas, estanques, o acúmulo de agua en tarros, neumáticos, tinas, etc., es necesario limpiarlas y mantenerlas tapadas (estanques). La educación sanitaria es fundamental. Para el control de las formas adultas son útiles las rejillas en las ventanas, mosquitero impregnado de insecticida residual en las camas, aplicación de insecticidas residuales en las viviendas.
	Glucocorticoides tópicos o sistémicos							

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
Picadura por <i>Phlebotomus</i>	Antihistamínicos más Glucocorticoides tópicos o sistémicos	Ya indicada			Ya indicada			Limpieza de oquedades y/o cavernas naturales donde la hembra coloca sus huevos. Aplicación de insecticidas residuales en las viviendas.
Picaduras por Simulidos (Jejenes)	Antihistamínicos más Glucocorticoides tópicos o sistémicos	Ya indicada			Ya indicada			Utilización de DEET (N, N-Dietil-m-toluidina) al 15-98% repelente de mosquitos, educación sanitaria.
Picaduras por tábanos	Antihistamínicos más Corticoides tópicos o sistémicos	Ya indicada			Ya indicada			
CIMIDIASIS (Chinches de cama) <i>Cimex lectularius</i>	Antihistamínicos más Corticoides tópicos o sistémicos	Ya indicada			Ya indicada			Educación sanitaria y empleo de insecticidas residuales en las viviendas y sitios de crianza: grietas de paredes, mobiliario de dormitorio, catres, etc. Ocasionalmente gallineros y madrigueras de ratas y ratones.
LATRODECTISMO <i>Lactrodectus toracicus</i> (ex. <i>L. mactans</i>)	Neostigmina metilsulfato	Ampollas 1cc con 0.5 mg		3mg	Cada 8 o 12 hrs	IM	1-2 días	El suero antilactodectus es UT que se aplica antes de 8 -10 hrs. del inicio del cuadro. Tiene todos los riesgos de la sueroterapia eteróloga.
	o Neostigmina bromuro	Comprimidos de 15mg		Máxima: 45mg	Cada 8 o 12 h	Oral	2-3 días	

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
LOXOSCELISMO Cutáneo necrótico <i>Loxosceles laeta</i>	Antihistamínicos Vg: clorfeniramina o clorfenamida	Ya indicada		10-40mg	Cada 6-8 horas	IM	2-3 días	Al tercer o cuarto día se administran antihistamínicos orales 1 comprimido (4mg) cada 4 o 6 horas por 7-10 días, según su evolución. La administración de dapsona (4,4 difenil diamino sulfona), un anti-leucocitario, se ha aplicado en algunos casos, pero no se utiliza rutinariamente por sus efectos tóxicos sobre el hígado y médula ósea. Además, no existen estudios randomizados que demuestren su efectividad. En relación a la colchicina tampoco existen investigaciones randomizadas que demuestren su utilidad.
Loxoscelismo cutáneo eritematoso y Loxoscelismo edematoso	Antihistamínico Clorfeniramina O	Ya indicada				Oral		Estas formas infrecuentes, se presentan en menos del 5% de las picaduras por <i>L. laeta</i> .
Loxoscelismo cutáneo visceral	Antihistamínico o Clorfenaramina o Clorfenamida o Loratadina o Cettrizina Más	Ya indicada		Ya indicada		IM		El paciente debe ser hospitalizado, tratar el shock y administrar antihistamínicos y corticoides parenterales. El suero anti loxosceles puede ser útil si se utiliza antes de las 6 hrs. de ocurrido el accidente. No se ha demostrado su utilidad. Tiene los inconvenientes de ser un suero heterologo (anafilaxia), etc.

Enfermedad y Parasitosis	Fármaco de elección	Presentación	Dosis KG/Peso/Día	Dosis Diaria	Ritmo de Administración	Vía	Prolongación Terapia	Observaciones
	Corticoides, Vg: Betametasona o	Ampollas de 4mg en 1cc	0.025mg		Cada 6 hrs.	EV	2 días	
	Hidrocortisona o	Frasco ampollas con 100 y 500mg		400mg	Cada 6 horas	EV	2 días	En casos muy graves: pacientes en coma, anemia severa e insuficiencia renal, es necesario recurrir a la diálisis: hemodiálisis y/o peritoneo diálisis, oxigenoterapia, transfusiones
	Betametasona	Ampollas de 1cc con 4mg en 1cc	0.02-0.2mg		Cada 6 horas	EV	2 días	Se debe disminuir la terapia parenteral según evolución, por lo general a los 7-10 días se puede iniciar la terapia de corticoides por vía oral.

Fármacos antiparasitarios. Chile 2020

FÁRMACOS QUE EXISTEN EN CHILE

N°	Nombre	Laboratorio
1	Albendazol	Vermoil (Laboratorio Farmoquímica del Pacifico) Zentel (Laboratorio Glaxo Smith Kline)
2	Atovaquone + Proguanil: Malarone	Laboratorio Glaxo Smith Kline
3	Azitromicina	Azitromicina (Laboratorio Chile), Zitromax (Laboratorio Pfizer)
4	Benznidazol	Abarax (Laboratorio Elea, Argentina), Laboratorio Lafape, Brasil (Ministerio de Salud)
5	Claritromicina	Claritromicina (Laboratorio Chile), Clarimax (Laboratorio Andromaco)
6	Clindamicina	Daclin (Laboratorio Chile), Dalacin (Laboratorio Pfizer)
7	Cloroquina	Laboratorio Chile
8	Doxiciclina	Laboratorio Chile, Laboratorio Mintlab
9	Furazolidona	Furazolidona (Laboratorio Chile), Furoxona (Laboratorio Ingelheim Boehringer)
10	Isotionato de Promamidina (Brolene – Hexamidina) Clorhexidina	Laboratorio Laser
11	Ivermectina	Iverx (Laboratorio Volta), Kaonol (Laboratorio Mediderm)
12	Ketoconazol	Laboratorio Chile, Laboratorio Pasteur
13	Mebendazol	Laboratorio Chile, Laboratorio Pasteur, Laboratorio MintLab
14	Mefloquina: Lariam	Laboratorio Hoffman Roche
15	Meloxicam	Laboratorio Chile, Laboratorio Pasteur, Chemopharma, Mintlab
16	Mepron	Laboratorio Glaxo Smith Kline
17	Metronidazol	Metronidazol (Laboratorio Chile), Flagyl (Laboratorio Pfizer)
18	Miconazol Daktarin. Gel Oral	Laboratorio Janssen, Cilag
19	Nifurtimox (Ministerio de Salud) Lampit	Laboratorio Bayer
20	Ornidazol – Invigan	Laboratorio Bagó
21	Pirimetamina – Daraprim	Laboratorio Glaxo Smith Kline
22	Polihexametilbiguanida	PHMB
23	Prednisona	Laboratorio Chile, Rider, Mintlab
24	Primaquina	(Laboratorio BCN Colombia), (Hospitales Lucio Cordova de Santiago y Regional de Arica)
25	Rifampicina:	Rifadin (Laboratorio Sanofi-Aventis) Jarabe Laboratorio Richet, Laboratorio MK, Laboratorio Kilab (jarabe, comprimidos e inyectables)
26	Sulfadiazina (Ver Vademecum)	Laboratorio Chile
27	Tinidazol - Metronidazol	Metronidazol (Laboratorio Chile), Flagyl (Laboratorio Pfizer)
28	Trimetoprim + sulfametoxazol	Bacterol-Bacterol Forte (Laboratorio Abbott), Bactrimel (Laboratorio Roche), Cotrimoxazol (Laboratorio Sanitas), Septrin (Laboratorio Glaxo- Smith - Kline)

FÁRMACOS QUE NO EXISTEN EN CHILE

N°	Fármaco	Laboratorio
1	Anfotericina B liposomal	Ambisome (Gilead Sciences USA), Fungisome (Laboratorio Cipla)
2	Arteméter y lumefantrina	Coartem (Laboratorio Novartis)
3	Artesunato + Amodiaquina	
4	Artesunato + Mefloquina	
5	Artesunato + Pirimetamina sulfadoxina	
6	Atovacuona	
7	Espiramicina	Rovamycine (Laboratorio Sanofi-Aventis)
8	Estibogluconato de sodio.	Pentostam (Laboratorio Glaxo Smith Kline)
9	Fumagilina (Fumidil B)	Laboratorio Chinoin, México
10	Miltefosina	Impavido (Laboratorio Raffo, Argentina, Laboratorio Colombia, Ecuador y Perú) (Laboratorio Zentons, Alemania)
11	Niclosamida	Yomesan Laboratorio Bayer
12	Nitazoxanida	Annita (Brasil), Nixoran (Argentina), Noxzolin (Perú), Aurax (México)
13	N-metilglucamina	Glucantime (Laboratorio Aventis Pharma: Argentina, Perú, Ecuador, Colombia, España)
14	Oxanniquina	Mansil Laboratorio Pfizer
15	Pamoato de Pirantel	Combantrin (Laboratorio Pfizer)
16	Paromomicina	Humatin (Laboratorio Pfizer)
17	Paramomicina + Metilbencetonio (Pomada) Lesiones cutáneas	
18	Pentamidina: Pentam - Nebupent - Pentacarina	Laboratorio Sanofi
19	Piperazina (Citrato o hexahidrato al 10%)	
20	Quinina (Sulfato) Quialaquin	Laboratorio Caraco Pharmaceutical Laboratories

FÁRMACOS QUE DE BERÍAN ESTAR EN CHILE, PERO HABITUALMENTE NO SE ENCUENTRAN EN EL MERCADO

N°	Nombre	Laboratorio
1	Praziquantel	Cesol y Cisticid (Laboratorio Merck Serono)
2	Triclabendazol	Egaten Laboratorio Novartis

Referencias

1. Apt W. 2014. Infecciones por parásitos más frecuentes y su manejo. Rev Clin Condes 25:485-528
2. Keenan M, Chatelain E. 2019. Designing drugs to target *Trypanosoma cruzi*, the etiological agent of Chagas disease: when chemistry needs biology. In Negl Trop Dis. Drug Discovery and Development. First Edition. Edt David C Swinney and Michael Pollastin. Published Wiley-UCH Verlag Gmb H & Co KGaA. Pags. 95-109.
3. Oyarte M, Ogaz J, Bermúdez A, Oyarce A, Valderrama L, Jercic M.I. 2019. Enfermedades parasitarias emergentes y disponibilidad de medicamentos antiparasitarios en relación al nuevo escenario de movimiento poblacional en Chile. Rev. Inst Salud Publica 3:50-60
4. Ramadan H, Hassan W, Elossily N, Ahmad A, Mohamed A, Abd-Elkader A, Abdelsalam E, Khojah H. 2019. Evaluation of nitazoxanide treatment following triclabendazole failure in an outbreak of human fascioliasis in Upper Egypt. PloS Negl Trop Dis. Doi: 10.1371/journal.pntd.0007779.
5. Shaheen H, El-Ahl S, Raouf Amr, El-Dardiry M, Badawi M, Aal A. 2019. Ultrastructural changes in hydatid cyst walls obtained from human cases, exposed to different therapeutic approaches. Parasitol Res 118:3149-3157
6. Weitzel T, Cifuentes C. 2018. Acceso a antiparasitarios en Chile. Versión Actualizada. XXXIV Congreso de Infectología 2017, Rev Chil Infect 34.

Presentación Trabajos Libres “II Congreso Chileno de Parasitología”

**EVOLUCIÓN Y DISTRIBUCIÓN DEL RIESGO DE ENFERMEDAD DE CHAGAS
EN CHILE ENTRE 1989 Y 2017.**

**Mauricio Canals¹, Andrea Canals², Salvador Ayala³, Jorge Valdebenito⁴, Sergio Alvarado^{2,5},
Dante Cáceres^{1,5}.**

¹Programa de Salud Ambiental, Escuela de Salud Pública, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile. ²Programa de Bioestadística, Escuela de Salud Pública, Facultad de Medicina, Universidad de Chile, Santiago, Chile. ³Instituto de Salud Pública de Chile. Santiago, Chile. ⁴Ministerio de Salud, Santiago, Chile. ⁵Universidad de Tarapacá, Arica, Chile.

En Chile se certificó la interrupción de transmisión vectorial de *Trypanosoma cruzi* por el vector doméstico *Triatoma infestans* en 1999 y se recertificó en 2016. El objetivo de este trabajo fue determinar cambios potenciales en la distribución del riesgo de la enfermedad de Chagas.

Trabajamos con los datos disponibles de las notificaciones obligatorias (ENO) entre 1989 y 2017 disponibles en el Ministerio de Salud (MINSAL). Estudiamos la distribución especial del riesgo absoluto (casos notificados/100000 habitantes) y estimamos el riesgo relativo con modelos Bayesianos de Besag-York-Mollie generando mapas de riesgo. La tasa de casos reportados aumentó en el período analizado. El riesgo relativo de la enfermedad de Chagas mostró una pequeña disminución en las regiones del norte de Chile y un aumento mínimo en el riesgo hacia el sur; aparecieron pequeñas áreas de riesgo en zonas donde no hay insectos vectores.

A pesar de la certificación de la interrupción de la transmisión transmitida por vectores por *T. infestans*, todavía no hay evidencia de una reducción en los casos reportados de enfermedad de Chagas, pero los cambios en la distribución del riesgo relativo son evidentes, lo que sugiere la participación de la migración interna humana y de las transfusiones de sangre en la distribución de la enfermedad de Chagas. Este estudio representa una fuerte evidencia que respalda la idea de que el seguimiento a largo plazo debe mantenerse después de la certificación de la interrupción en países endémicos.

Financiamiento Proyectos: FONDECYT 1150514

**CONTRIBUCIÓN DE FACTORES AMBIENTALES, VARIABLES SOCIODEMOGRÁFICA
Y URBANIZACIÓN A LA MORTALIDAD POR Echinococcosis quística HUMANA EN CHILE (2001-2011).**

Paulina Martínez^{1,2}, Mauricio Canals³, Sergio Alvarado^{3,4}, Dante D. Cáceres Lillo^{3,4}

¹Universidad Diego Portales, Santiago, Chile. ²Universidad de Santiago de Chile, Facultad de Ciencias Médicas.

³Universidad de Chile, Facultad de Medicina, Instituto de Salud Poblacional ESP, Programa de Salud Ambiental.

⁴Facultad de Ciencias de la Salud, Universidad de Tarapacá, Arica-Chile.

En Chile, la echinococcosis quística, endémica a lo largo de todo el país e hiperendémica en algunas regiones, sigue siendo un problema de salud pública desatendido y poco abordado por el Estado. El objetivo fue evaluar el efecto de las variables ambientales, sociodemográficas y antropogénicas del medio ambiente, en particular el crecimiento de la población y la urbanización, sobre la mortalidad por equinococosis quística en Chile entre 2001 y 2011.

Este estudio ecológico integró datos de varias fuentes sobre variables climáticas, sociodemográficas y ambientales antropogénicas. La contribución de cada factor a la mortalidad por hidatidosis se evaluó utilizando un modelo de regresión ajustado, no lineal y no paramétrico. MARS (Multivariate Adaptive Regression Splines) y los enfoques de regresión no lineal de Poisson. La población canina, la temperatura promedio y la precipitación total tuvieron la mayor influencia en la mortalidad por hidatidosis humana durante el período analizado. Estos tres factores explicaron colectivamente el 63% de la varianza total. La población canina fue el factor con mayor impacto en la mortalidad por echinococcosis quística en el modelo de estudio. Las políticas públicas destinadas a mejorar el manejo seguro de las poblaciones de animales de compañía son cruciales para controlar la propagación de esta enfermedad. Las estrategias efectivas de manejo de animales tendrían amplios beneficios para la salud pública, mejorarían el bienestar de los animales de compañía y el ganado, y disminuirían el número de casos de echinococosis quística humana.

Financiamiento Proyectos: FONDECYT 1150514

Presentación Trabajos Libres “II Congreso Chileno de Parasitología”

DISTRIBUCIÓN Y FACTORES DE RIESGO DE ECHINOCOCCOSIS QUÍSTICA EN LA REGIÓN DEL LIBERTADOR BERNARDO O’HIGGINS ENTRE 2010 Y 2016.

Nicolás Medina¹, Nicole Riquelme¹, José Rodríguez², Oscar Aguirre², Salvador Ayala³ y Mauricio Canals⁴.

¹Facultad de Cs Veterinarias & Pecuarias Universidad de Chile. ²Seremi Región del Libertador Bernardo O’Higgins.

³Instituto de Salud Pública. ⁴Programa de Salud Ambiental, Escuela de Salud Pública

& Departamento de Medicina, Facultad de Medicina, Universidad de Chile.

En Chile, la echinococcosis quística, endémica a lo largo de todo el país e hiperendémica en algunas regiones, sigue siendo un problema de salud pública desatendido y poco abordado por el Estado. En la Región del Libertador Bernardo O’Higgins, los casos reportados y los egresos hospitalarios aún muestran valores elevados, siendo esta zona representativa de riesgo medio. El objetivo fue estimar el riesgo de hidatidosis humana en esta región, estudiando la relación de las notificaciones y egresos con factores sociales y ambientales, tales como población, índice de pobreza, índice de escolaridad, alfabetización, temperatura media, precipitación media y masa ganadera ovina. Se utilizaron regresiones de Poisson para estudiar los factores asociados a enfermedades de notificación obligatoria y egresos y el modelo Besag-York-Mollie para el riesgo relativo. Los factores más relacionados con el riesgo absoluto fueron el índice de escolaridad como factor protector y las temperaturas medias como factor potenciador. La población ovina fue también un factor relevante especialmente al analizar la distribución del riesgo relativo. Las zonas de mayor riesgo en la región fueron La Estrella, Marchigüe, Litueche, Santa Cruz y Lolol según egresos, agregando a Pumanque y Peralillo según notificaciones. Estas revelan una distribución de las zonas de riesgo de hidatidosis hacia la cordillera de la costa en esta región. En esta región los principales predictores de riesgo de hidatidosis son el índice de escolaridad, la temperatura y la población ovina.

Financiamiento Proyectos: FONDECYT 1150514

MONITOREO ENTOMOLÓGICO Y PARASITOLÓGICO DE TRIATOMINALES EN ÁREAS DEL CAMPUS DE CIENCIAS AGRÍCOLAS DE LA UNIVERSIDAD FEDERAL DEL VALLE EN PETROLINA, BRASIL.

Morato João Pedro¹, Peduti Graziela¹, Araújo Francisco¹, Castro Elaine Monalize², Silva Diego César¹

¹Universidad Federal del Valle de São Francisco, UNIVASF, Campus de Ciencias Agrarias. Petrolina, Pernambuco,

Brasil, ²Programa de Doctorado en Ciencias Veterinarias, Universidad de Concepción, Chillán, Chile.

La enfermedad de Chagas es una tripanosomiasis hemática y tisular, y es uno de los principales problemas de salud pública en los países latinoamericanos. Es causada por el hemoflagelado *Trypanosoma cruzi*, cuyo vector son los insectos de la subfamilia *Triatominae* (*Reduviidae*). La ciudad de Petrolina, ubicada en la región de Pernambuco, en el noreste de Brasil, presentó altas tasas de insectos vectores contaminados con *T. cruzi*, lo que representa un riesgo para la salud de la población local. El monitoreo entomológico constante es una herramienta esencial, en el control de los vectores y de la enfermedad de Chagas y su agente etiológico. En este contexto, el presente estudio tuvo como objetivo monitorear la entomofauna de triatominos, así como analizar la prevalencia parasitológica de protozoos, en individuos recolectados en el Campus de Ciencias Agrarias de la Universidad Federal de Vale do São Francisco en Petrolina. Los puntos de monitoreo se seleccionaron a partir de criterios previamente establecidos (por ejemplo, proximidad a la cría de ganado; escombros de madera o piedra; tránsito de residentes y / o personal). Se realizaron búsquedas activas y pasivas en busca del insecto vector, seguido de un análisis parasitológico del contenido intestinal de los insectos recolectados. Recolectamos y analizamos 100 *Triatominae*s. La infestación se observó en el 100% de las unidades domiciliarias (DU) monitoreadas, con tasas del 83% para la infestación del hogar (ID) y del 17% para la infestación peridomiciliaria (EP). El índice de infección natural (IN) para el parásito *T. cruzi* fue 2% positivo para los insectos analizados. Hay una alta tasa de infestación en el área, así como un alto índice de identificación en las áreas monitoreadas. Las tasas IN de los triatominos analizados están de acuerdo con lo establecido por el Ministerio de Salud de Brasil, estipulando tasas que van del 1% al 3% de la infección por triatominos en áreas domésticas en Brasil.

Presentación Trabajos Libres “II Congreso Chileno de Parasitología”

HELMINTOS PARÁSITOS DE *Hemidactylus mabouia* (GEKKONIDAE) EN UN ÁREA AGRÍCOLA DE FRUTICULTURA EN EL NORDESTE DE BRASIL.

Ferreira Antonio Carlos¹, Ferreira Jayelen¹, Ribeiro Leonardo¹, Vieira Fabian², Castro Elaine Monalize³, Moreno Salas Lucila⁴, Silva Diego César¹

¹Universidade Federal do Vale do São Francisco, Campus de Ciências Agrárias, Colegiado de Ciências Biológicas, Petrolina, Pernambuco, Brasil. ²Laboratório de Helmintos Parasitos de Vertebrados, Instituto Oswaldo Cruz FIOCRUZ, Rio de Janeiro, Brasil. ³Programa de Doctorado en Ciencias Veterinarias, Universidad de Concepción, Chillán, Chile. ⁴Universidad de Concepción, Depto. Zoología, Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas, Chile.

La caracterización de la población parasitaria en un área determinada del bioma de Caatinga es esencial, especialmente para futuros estudios sobre conservación de especies. El objetivo fue caracterizar la fauna de helmintos del lagarto *Hemidactylus mabouia* en un área de fruta irrigada en la ciudad de Petrolina, PE. Las lagartijas fueron recolectadas manualmente en el Proyecto de Riego Senador Nilo Coelho, Petrolina - PE. En el Laboratorio de Parasitología (CCA / UNIVASF), los lagartos fueron sacrificados, disecados y examinados, bajo un microscopio estereoscópico, en busca de endoparásitos en el tracto gastrointestinal. Luego se fija en formaldehído al 10%, se conserva en etanol al 70% y se deposita en la Colección Herpetológica CEMFAUNA. Los endoparásitos se fijaron y montaron en portaobjetos utilizando la técnica de tinción de Carmalum de Mayer y la técnica de clarificación en el lactofenol de Amann e identificados con un microscopio. Se calcularon la prevalencia (P), la intensidad (IM) y la abundancia media (AM) del parasitismo. De las 21 lagartijas recolectadas (Machos: 10, Hembras: 11), se encontraron nematodos en el intestino grueso: *Parapharyngodon* sp., *Skrjabinodon* sp. y Cestoda en el intestino delgado: *Oochoristica* sp. La prevalencia total fue del 61.9%, IM (11.54 ± 15.98) y AM (7.5 ± 13.99) de helmintos por huésped parasitado. Las hembras tuvieron tasas más altas (P: 81.81%; IM: 15.11 ± 17.05; AM: 12.36 ± 15.13), y parasitadas solos por *Skrjabinodon* sp., Mientras que los machos, mayor riqueza de parásitos (n = 3) *Skrjabinodon* sp. fue el parásito más frecuente en ambos sexos.

En resumen, las hembras de *H. mabouia* mostraron una mayor prevalencia de parasitismo y los machos una mayor riqueza de helmintos, siendo el parásito *Skrjabinodon* sp. el más frecuente.

PRESENCIA DE *Coenurus serialis* EN CONEJOS DEL SECTOR PERIURBANO DE PADRE LAS CASAS (REGIÓN DE LA ARAUCANÍA, CHILE): ALERTA DE UNA POTENCIAL ZONOSIS.

Hidalgo Alejandro¹, Villanueva José¹, Ramírez Tamara¹, Melo Angélica¹, Olivares-Ferretti Pamela¹; Fonseca-Salamanca Flery¹

¹Laboratorio de Inmunoparasitología Molecular, Departamento de Ciencias Preclínicas, Centro de Excelencia en Medicina Traslacional (CEMT)-Núcleo Científico Tecnológico en Biorecursos (BIOREN-UFRO), Facultad de Medicina, Universidad de La Frontera, Temuco, Chile. ²Programa de Doctorado en Ciencias, Mención en Biología Celular y Molecular Aplicada, Universidad de La Frontera, Temuco, Chile.

Los conejos y liebres son hospedadores de *coenurus serialis* y *cysticercus pisiformis*, estados larvarios o metacéstodos de *Taenia serialis* y *T. pisiformis* respectivamente. Ambos mamíferos se infectan por la ingestión accidental de los huevos producidos por los adultos presentes en el intestino delgado de los perros, los cuales contaminan el suelo con sus heces. De estos parásitos, solo *T. serialis* es zoonótico, los humanos se infectan accidentalmente, produciendo masas subcutáneas en donde se desarrolla el metacéstodo. La infección en humanos ha sido asociada a zonas rurales con casos descritos esporádicamente. En este sentido, la presencia de conejos parasitados en zonas de transición urbano-rurales sugiere la presencia de perros infectados, por tanto, un mayor riesgo ambiental para la población. El objetivo fue describir la infección por *coenurus serialis* en conejos parasitados por estados larvales de céstodos en el sector periurbano de la comuna de Padre Las Casas, Chile. Para esto, se realizó la necropsia de 112 conejos silvestres (*Oryctolagus cuniculus*) donados por cazadores, quienes capturaron los ejemplares en 9 sectores situados en la periferia de asentamientos poblados de la comuna de Padre Las Casas. La captura fue realizada según las normas para especies dañinas contenidas en el título II y III de la Ley de Caza.

Presentación Trabajos Libres “II Congreso Chileno de Parasitología”

Mediante inspección visual de la carcasa y vísceras, se recolectaron los metacéstodos, los cuales fueron fijados en etanol al 70%. La identificación se realizó por microscopía óptica (aumento total de 40x y 100x), utilizando claves morfológicas, basadas en la estructura de los metacéstodos (número de escólices y forma de los ganchos). De los 112 conejos analizados, 107(95,5%) estaban parasitados por metacéstodos, 93(83,0%) presentaron estados larvales únicos de *cysticercus pisiformis* y 5(4,5%) presentaron estados larvales de *coenurus serialis*; 9 (8,0%) mostraron co-infección por ambos metacéstodos. La prevalencia total de *cysticercus pisiformis* fue 91,1% (102/112) y de *coenurus serialis* fue 12,6% (14/112). El total de las capturas fue a menos de 100 metros de los lugares poblados. Se encontró una alta prevalencia de metacéstodos, con una mayor frecuencia de *cysticercus pisiformis*. A pesar de que *coenurus serialis* tuvo una menor prevalencia que *cysticercus pisiformis*, representa un indicador ambiental de riesgo de esta zoonosis. A su vez, ambas infecciones en los conejos acusan el deficiente manejo sanitario, la falta de tenencia responsable y el potencial riesgo zoonótico que representa la población canina en este sector.

ANÁLISIS DE VARIACIÓN GENÉTICA MEDIANTE PCR-ISSR, EN PLEROCERCOIDES DE *Diphyllobothrium* sp. (Cobbold, 1858) DE PECES DEL LAGO COLICO, REGIÓN DE LA ARAUCANÍA.

Olivares-Ferretti Pamela^{1,2}, *Paredes Marco*^{1,3}, *Melo Angélica*², *Hidalgo Alejandro*² y *Fonseca-Salamanca Flery*²

¹Programa Doctoral en Ciencias, Mención en Biología Celular y Molecular Aplicada, Universidad de la Frontera, Temuco, Chile. ²Centro de Medicina Traslacional, Núcleo de Biorecursos Científico y Tecnológico. Departamento de Ciencias Preclínicas, Facultad de Medicina, Universidad de La Frontera, Temuco, Chile.

³Departamento de Ciencias Básicas, Facultad de Medicina, Universidad de La Frontera, Temuco, Chile.

La difilobotriasis, causada por la ingestión de plerocercoides de *Diphyllobothrium* sp. en peces crudos o poco cocidos, se ha convertido en una enfermedad reemergente debido a la creciente popularidad de consumir alimentos en estas condiciones. Este género tiene una distribución mundial, con 14 especies potencialmente capaces de causar la enfermedad, donde *D. latum* (Linnaeus, 1758) es el principal agente. Con el fin de estudiar la estructura genética de la población parasitaria, nuestro objetivo fue caracterizar una población de *Diphyllobothrium* sp. del lago Colico de la región de La Araucanía, mediante una PCR-ISSR (inter simple sequence repeat). Para el estudio, se recolectó un total de 128 plerocercoides a partir de 6 peces de las especies *Oncorhynchus mykiss* (5) y *Percichthys trucha* (1). El ADN extraído se cuantificó y determinó su pureza por espectrofotometría y luego se evaluó la integridad mediante electroforesis en gel de agarosa. Se utilizaron 99 muestras de ADN genómico para los ensayos de PCR-ISSR. Las reacciones de amplificación se estandarizaron y se determinaron las mejores condiciones térmicas de amplificación. Posteriormente, se aplicó el protocolo a todas las muestras para la amplificación de los fragmentos correspondientes. Los resultados de la presencia o ausencia de bandas fueron llevados a una matriz binaria, donde los plerocercoides se organizaron según su hospedero. El análisis se realizó con los programas POPGENE versión 1.32 y Phylip versión 3.697. Se obtuvo un total de 8 loci polimórficos que se utilizaron para evaluar: variabilidad total (Ht) (DE) 0,31 (0,03), variabilidad intrapoblacional (Hs) 0,25 (0,02) y variabilidad interpoblacional (Gst) 0,19. El mayor porcentaje de variación genética se observó en la población total, no así entre los plerocercoides según sus hospederos, señalando un bajo nivel de diversidad genética de la población. El análisis de distancia genética muestra que plerocercoides del hospedero *P. trucha*, presentaron una divergencia temprana y diferencias significativas en las medidas imparciales de Nei de identidad genética y distancia genética, a aquellas obtenidas en plerocercoides de los hospederos de *O. mykiss*. Un análisis de Neighbor Joining, reveló que más de un genotipo se encuentra presente por hospedero tal como se refleja en el dendrograma de consenso. La divergencia observada en el análisis entre los hospederos de la población, sugiere una posible influencia del hospedero en la divergencia genética observada en los plerocercoides.

Financiamiento: P.O-F. agradece a la beca doctorado nacional CONICYT-PCHA/2017/21170159

Presentación Trabajos Libres “II Congreso Chileno de Parasitología”

DETECCIÓN DE ADN DE *Trypanosoma cruzi* EN MURCIÉLAGOS DE DOS ÁREAS PROTEGIDAS DEL CENTRO-NORTE DE CHILE: ANTECEDENTES PRELIMINARES. DETECTION OF *Trypanosoma cruzi* DNA IN BATS FROM TWO PROTECTED AREAS OF CENTRAL-NORTHERN CHILE: PRELIMINARY DATA.

Correa, Juana P.¹, Quiroga, Nicol², Campos-Soto, Ricardo³, Díaz-Campusano, Gabriel³, Yañez-Meza, Andrea², Allendes, Juan L.⁴, Rodríguez-San Pedro, Annia⁵, Botto-Mahan, Carezza²

¹Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad San Sebastián, Concepción, Chile, ²Facultad de Ciencias, Universidad de Chile, Santiago, Chile, ³Instituto de Biología, Facultad de Ciencias, Pontificia Universidad Católica de Valparaíso, Valparaíso, Chile, ⁴BIOECOS EIRL, Santiago, Chile, ⁵Centro de Investigación e Innovación para el Cambio Climático, Facultad de Ciencias, Universidad Santo Tomás, Santiago, Chile.

Los murciélagos son mamíferos que cumplen importantes roles ecológicos. Algunas especies participan en los ciclos de transmisión de parásitos tales como *Trypanosoma cruzi*, que se transmite a sus hospederos principalmente mediante las heces de insectos triatomínos (vinchucas). A su vez, las vinchucas se alimentan de la oferta de presas disponibles, incluyendo murciélagos. Nuestro objetivo fue detectar la presencia de *T. cruzi* en murciélagos de dos áreas protegidas de Chile: Reserva Nacional Las Chinchillas (RNLC), Región de Coquimbo, y Parque Nacional Pan de Azúcar (PNPA), Región de Atacama, donde coexisten murciélagos y vinchucas del género *Mepraia*.

Se capturó murciélagos mediante redes de mano y niebla. En RNLC se obtuvieron hisopados de zona perineal (orina/heces), heces colectadas individualmente de cada ejemplar, o *pools* de heces de un dormitorio prospectado. En PNPA se obtuvieron muestras de tejido del plagiopatagio. Se extrajo ADN de las muestras con kit comercial y se detectó ADN de *T. cruzi* por PCR en tiempo real. En RNLC se obtuvieron muestras de 11 ejemplares: tres hisopados (*Histiotus montanus*, murciélago orejudo menor), ocho muestras de heces individuales (dos de *Myotis chiloensis*, murciélago oreja de ratón del sur; cinco de *H. montanus* y una de *Histiotus* sp.), y cuatro muestras de *pool* de heces. Se detectó amplificación atribuible a *T. cruzi* en todos los hisopados, en una muestra de heces individual (*H. montanus*), y en una de *pool* de heces. En PNPA se obtuvieron muestras de uropatagio de 17 ejemplares de *Desmodus rotundus* (Piuchén, murciélago vampiro), con amplificación positiva en seis muestras.

En este estudio se detectó ADN de *T. cruzi* en *H. montanus* y *D. rotundus*. En Chile la mayoría de las especies de murciélagos son insectívoras (*H. montanus*) pudiendo adquirir la infección al alimentarse de vinchucas infectadas (transmisión oral), por vía vectorial o congénita. La única especie de murciélago hematófaga (*D. rotundus*) junto con infectarse por vía vectorial/congénita, podría infectarse al alimentarse de vertebrados infectados. Nuestros hallazgos podrían deberse a infección del mamífero por *T. cruzi*, o a la detección del parásito proveniente de vinchucas depredadas por el mamífero o que defecaron sobre el ejemplar. Este estudio no es concluyente respecto al origen del ADN de *T. cruzi* en los murciélagos prospectados, pero genera evidencia que los vincula al ciclo de transmisión de *T. cruzi*. Estudios futuros deberán dilucidar los otros elementos del ciclo de transmisión en que estas especies de mamíferos puedan participar.

Financiamiento: FONDECYT 1170367 (JPC, CBM), 11181182 (JPC), 11170643 (RC).

DETECCIÓN MOLECULAR DE *Rickettsia* EN PULGAS DE ROEDORES DE CHILE

Moreno Salas Lucila¹, Silva de la Fuente María Carolina², Lizama Nicol¹, Serafim de Castro Elaine Monalíze³, Espinoza-Carniglia Mario^{1,4}, González-Acuña, D².

¹Facultad de Ciencias Naturales y Oceanográficas, Universidad de Concepción, Concepción, Chile, ²Laboratorio de Parásitos y Enfermedades de Fauna Silvestre, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Concepción, Chillán, Chile, ³Programa de Doctorado en Ciencias Veterinarias, Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Concepción, Chillán, Chile, ⁴Centro de Estudios Parasitológicos y de Vectores, Facultad de Ciencias Naturales y Museo, Universidad Nacional de La Plata, Buenos Aires, Argentina.

Las rickettsias son bacterias intracelulares gram negativas con capacidad de reproducirse en el núcleo y citoplasma de las células infectadas. Su ciclo de vida involucra a pequeños mamíferos como reservorios, entre ellos roedores, y artrópodos parásitos como vectores (e.g. garrapatas, ácaros, piojos y pulgas). Los roedores albergan una gran diversidad de ectoparásitos, donde los más frecuentes son las pulgas, las que se caracterizan por presentar hábitos generalistas respecto a los hospedadores que parasita, y son importantes vectores de una gran diversidad de bacterias

Presentación Trabajos Libres “II Congreso Chileno de Parasitología”

patógenas con importancia en salud pública, entre ellas *Rickettsia*. El objetivo de este estudio fue detectar mediante técnicas moleculares bacterias del género *Rickettsia* en pulgas de roedores nativos y sinantrópicos de Chile. Para esto se analizaron 1286 pulgas (26 especies), extraídas desde 1477 roedores (17 especies), capturados en 29 localidades (-20,2167 lat. a -53,1667 lat. S) entre 2015 y 2018. Las bacterias fueron pesquisadas a través de amplificación por PCR de los genes *gltA* y *rpoB*. Los productos de la PCR fueron secuenciados y las secuencias obtenidas fueron alineadas, concatenadas y analizadas en Blast, además se realizaron análisis filogenéticos. La infección por *Rickettsia* fue confirmada en 13,6% de las pulgas con el gen *gltA* y 6,8% con *rpoB*. 15 especies de pulgas fueron positivas para *Rickettsia*. Las especies del género *Neotyphloceras* fueron las que presentaron mayor prevalencia de *Rickettsia* (*gltA*=9,33% y *rpoB*=3,58%). Se encontró similitud con cuatro secuencias depositadas en Genbank: *Candidatus Rickettsia senegalensis* (99% de similitud), *Rickettsia asemonensis* (96%), AB Bacterium (98%) y *Rickettsia* sp. (98%). El análisis filogenético mostró dos clados bien diferenciados, con 100% de soporte en el nodo. Uno de los clados asocia a rickettsias aisladas desde pulgas del género *Neotyphloceras* colectadas en el norte de Chile (R.N. Chinchillas, P.N. Fray Jorge y Canela Baja) con *Rickettsia belli*, perteneciente al grupo ancestral de *Rickettsia* y no patógenas para el humano. Otro clado asocia rickettsias detectadas en *Sphinctosylla ares* y *Tetrapsyllus rhombus* colectadas en el sur de Chile (R.N. Los Queules, Cobquecura y Coyhaique) con 99% de soporte. Por otro lado, un pequeño subclado con 100% de soporte, agrupó a rickettsias aisladas en *Chiliopsylla allophyla* y *Ctenoparia inopinata* con *Rickettsia hoogstraalii*, *Rickettsia felis* y *Rickettsia asemonensis*, pertenecientes a grupos patógenos o potencialmente patógenos en humanos. Los resultados presentados ponen en evidencia a las pulgas como potenciales vectores de *Rickettsia*, siendo necesario investigar sobre la patogenicidad de estas.

Financiamiento: FONDECYT 11150875 (LM), 1130948 (DGA), 1170972 (DGA)

PRIMER REGISTRO Y ESTUDIO DE PREVALENCIA DE TRICHINELLA EN EL VISÓN AMERICANO (NEOVISON VISON) EN LA REGIÓN DE LOS RÍOS, CHILE.

Lobos-Chávez Felipe, Sepúlveda-de la Fuente Francisco, Figueroa-Sandoval Fernanda, Silva-de la Fuente Carolina, Landaeta-Aqueveque Carlos.
Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Concepción

Introducción: *Trichinella* es un género de nemátodos que se mantienen en la naturaleza por la depredación, el canibalismo y el comportamiento carroñero de los animales carnívoros y omnívoros. Como regla general, los carnívoros están en parte superiores de las redes tróficas, y llevan a cabo su actividad trófica en un territorio más grande que otros mamíferos, por lo tanto, es esperable que en ellos estén las mayores prevalencias de *Trichinella*. Es así como se han detectado larvas de *Trichinella* en más de 80 especies de carnívoros incluyendo al visón americano (*Neovison vison*). En Chile, *Trichinella spiralis* es la única especie reportada, y entre los animales no domésticos ni peridomésticos sólo ha sido reportada en el puma y el jabalí. El único estudio con estimación de prevalencia reporta 1,8% en jabalíes de las regiones (R.) de La Araucanía y Los Ríos.

Objetivos: Pesquisar la presencia y estimar la prevalencia de *Trichinella* sp. en el visón americano.

Material y Métodos: Los visones fueron capturados (trampas Tomahawk) en la Región de Los Ríos, anestesiados (Ketamina-Xilacina), sacrificados (T61) y cedidos por la oficina regional del SAG. Muestras de músculo diafragmático, masetero, lengua, intercostales y perifemorales de 60 visones fueron examinadas mediante digestión artificial. Se entregan los resultados en prevalencia con intervalo de confianza (IC) de 95%.

Resultados y Conclusión: Se encontraron larvas en 6 visones (10%, IC: 2,18% – 17,82%). Las localidades en las que se encontró fueron Parque Urbano El Bosque, Angachilla, Futa (Valdivia), Nalcahue (Panguipulli), El Campeón (La Unión) y Junco (Máfil). La prevalencia es superior a la encontrada previamente en jabalíes, siendo hasta ahora la mayor prevalencia reportada en una especie no doméstica.

Financiamiento:

FONDECYT 11170294 (CL)

**PROGRAMA FNDR CONTROL COMUNITARIO DEL VISON ETAPA II
CODIGO BIP 30484635-0 (RENARE SAG Los Ríos)**

Presentación Trabajos Libres “II Congreso Chileno de Parasitología”

FACTORES ASOCIADOS CON LA DETECCIÓN DE HUEVOS DE HELMINTOS ZONÓTICOS EN ÁREAS PÚBLICAS DE LA CIUDAD DE CONCEPCIÓN, CHILE

Castro Susana¹, Fernández Ítalo², Madrid Verónica², Landaeta-Aqueveque Carlos¹.¹Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Concepción, Chillán, Chile²Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad de Concepción, Concepción, Chile

Diversos estudios han documentado presencia de huevos de helmintos en áreas públicas en Chile; sin embargo, muy pocos han evaluado factores que podrían estar asociados con la detección de éstos. El objetivo de esta investigación fue determinar si el tipo de cubierta del suelo, la distancia a heces y el tipo de área pública (concesionada o no concesionada) están asociadas con la presencia de huevos de helmintos en suelo de áreas públicas de la comuna de Concepción, Chile. Entre noviembre de 2016 y abril de 2017, se obtuvieron 64 muestras de heces desde 8 áreas verdes públicas con régimen de limpieza diario (concesionadas) y 8 sin éste (no concesionadas). Además, se obtuvieron muestras de suelo a 10, 50 y 100 cm. de cada hez, identificándose además el tipo de suelo (tierra, césped). Las muestras se procesaron mediante el método de ZnSO₄. Se utilizó regresión logística multifactorial para evaluar la asociación entre el tipo de muestra (deposición, tierra, césped), la distancia a la deposición y el tipo de área pública (concesionada o no concesionada) con la presencia de huevos de helmintos zoonóticos. El 8,59% (IC95%: 5,14%-12,01%), 16,02% (11,49%-20,54%) y 1,95% (0,25%-3,66%) de las muestras fueron positivas a *Toxocara* sp., Ancylostomatidae y *Trichuris* sp., respectivamente. Debido a la baja frecuencia, *Trichuris* sp. no fue considerado en los análisis estadísticos. La presencia *Toxocara* sp. en áreas concesionadas fue más frecuente que en no concesionadas (OR=12,13. P=0,001) y en tierra que en las heces (OR=5,96. P=0,02), no habiendo diferencia entre pasto y heces. La distancia a la deposición más cercana no fue significativa. La presencia de ancylostomátidos, en áreas concesionadas también fue más frecuente que en no concesionadas (OR=2,3. P=0,02), pero en el pasto fue menor que en las heces (OR=0,24. P=0,004), no habiendo diferencia entre tierra y heces. La distancia a la deposición más cercana tampoco fue significativa.

Los resultados sugieren que los factores actúan distintamente para cada tipo de parásito, lo que puede estar asociado a la persistencia de los huevos en el medio ambiente.

TRICHINELLA SP. EN ROEDORES SILVESTRES Y SINANTRÓPICOS DE CHILE CENTRO Y SUR

Espinoza-Rojas Hellen¹, Figueroa-Sandoval Fernanda¹, Lobos-Chávez Felipe¹, Silva-de La Fuente María C,¹, Muñoz-Galaz Javiera¹, Yáñez-Crisóstomo Claudio¹, Bustamante-Garrido Bárbara¹, Henríquez Ana Lía², Ortega René¹, Sandoval Daniel¹, Landaeta-Aqueveque Carlos¹¹Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Concepción.²Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad San Sebastián

Introducción: *Trichinella* es uno de los géneros de parásitos zoonóticos más diseminados en el mundo. Se transmiten entre animales carnívoros por el consumo de músculos infectados con larvas y presentan una fase digestiva y una fase muscular cuando son ingeridos. Se sabe que las especies de *Trichinella*, especialmente *T. spiralis*, presentan ciclos domésticos/sinantrópicos y silvestres. En Chile el ciclo doméstico incluye animales como cerdos, perros, gatos y ratas sinantrópicas, el cual ha sido ampliamente estudiado. Sin embargo, el ciclo silvestre ha sido poco estudiado. **Objetivos:** Estimar la prevalencia de *Trichinella* sp. en roedores del centro y sur de Chile. **Material y Método:** Se capturaron 414 roedores sinantrópicos y silvestres de 17 localidades agrícolas (249 roedores) y 5 localidades silvestres (165 roedores) entre las regiones de O'Higgins y Aysén. Los roedores se sacrificaron con sobredosis de anestesia y sus músculos se procesaron mediante digestión artificial para evaluar la presencia de larvas de *Trichinella*. **Resultados y conclusión:** Se encontraron larvas de *Trichinella* sp. en un roedor de las localidades agrícolas (0,4% [0,00% – 1,19%]; *Rattus rattus*; Comuna de Pemuco – Región de Ñuble) y en 3 (1,82% [95% IC = 0,00% – 3,86%]; *Abrothrix hirta*) en un área silvestre, Parque Nacional Conguillío – Región de La Araucanía, obteniendo así, una prevalencia total de infección, de 0,97% (95% IC = 0,02% - 1,91%). La baja prevalencia en los roedores se puede deber al bajo consumo de productos cárnicos, probablemente como carroña, en el caso de *A. hirta*, y como consumo de restos de faena domiciliaria de cerdos, en el caso de *R. rattus*. La presencia de *Trichinella* sp. en *A. hirta* en el Parque Nacional Conguillío es el primer registro de *Trichinella* en un área silvestre protegida y una nueva evidencia sugerente de la existencia de un ciclo silvestre en Chile.

Financiamiento: FONDECYT-11170294

Presentación Trabajos Libres “II Congreso Chileno de Parasitología”

ANÁLISIS DE LA FRECUENCIA DE PRESENTACIÓN DE ECTOPARÁSITOS EN PERROS Y GATOS DE LA COMUNA DE CONCEPCIÓN, CHILE.

Caamaño-Escobar Diego¹, Santander-Gayoso Camila¹, Saavedra-Geerds Ignacio¹, Fernández Ítalo², Madrid Verónica², Landaeta-Aqueveque Carlos¹.

¹Facultad de Ciencias Veterinarias, Universidad de Concepción, Chillán, Chile

²Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad de Concepción, Concepción, Chile

La presencia de parásitos permite reflejar qué tan responsable es la tenencia de mascotas. El objetivo de este estudio fue analizar la frecuencia de presentación de pulgas, garrapatas y ácaros (sarnas) en perros y gatos atendidos en operativos de control poblacional en la comuna de Concepción, Chile.

Entre septiembre y noviembre de 2018, 60 perros y 34 gatos que asistieron a operativos en diversos sectores de la comuna fueron examinados en búsqueda ectoparásitos. Los artrópodos encontrados se identificaron morfológicamente. Se utilizó regresión logística multifactorial para evaluar la asociación entre la edad, el sexo, el tipo de confinamiento (estricto o no), la presencia de otras mascotas y si hubo tratamiento contra ectoparásitos en los últimos 3 meses con la presencia de mascotas. Las frecuencias se entregan en porcentajes con los intervalos de 95% de confianza.

Se encontró al menos una especie de parásito en el 21,28% (12,85%-29,7%) de los animales, frecuencia que fue levemente mayor en perro (25% [13,81%-36,19]) que en gato (14,71% [2,46%-26,94]). *Ctenocephalides felis* se observó en el 5% (0%-10,63%) de los perros y el 14,71% (2,46%-26,95%) de los gatos. *Ctenocephalides canis* se observó en el 8,3% (1,19%-15,48%) de los perros y en ningún gato. *Pulex irritans* se observó en el 1,7% (0%-4,98%) de los perros y en ningún gato; no se observaron animales con sarna. La única asociación observada fue que la frecuencia de *C. felis* es menor cuando hay más mascotas que cuando la mascota examinada fue la única de la vivienda (P=0.016); es decir, las personas que optan por tener más de una mascota tienen mascotas menos parasitadas. Al no haber asociación entre desparasitación o el tipo de confinamiento con la presencia de *C. felis* no hay evidencia de que estas personas cuidan más de sus mascotas.

CARACTERIZACIÓN MOLECULAR DE UN TRYPANOSOMATIDEO CIRCULANDO EN GUANACOS (*Lama guanicoe* Müller 1776) DE PUTRE Y MAGALLANES, CHILE. MOLECULAR CHARACTERIZATION OF A TRYPANOSOMATIDAE CIRCULATING IN GUANACOS (*Lama guanicoe* Müller 1776) FROM PUTRE AND MAGALLANES, CHILE.

Ortiz Sylvia¹, Marín Juan Carlos², Correa Juana P.³, Solari Aldo¹

¹Programa de Biología Celular y Molecular, ICBM, Facultad de Medicina, Universidad de Chile.

²Departamento de Ciencias Básicas, Facultad de Ciencias, Universidad del Bio Bio.

³Facultad de Medicina Veterinaria, Universidad San Sebastián, Concepción, Chile.

En Chile la enfermedad de Chagas es la única patología humana descrita cuyo agente infectante *Trypanosoma cruzi* es un trypanosomatideo. Los trypanosomatídeos parasitan diversos hospederos en la naturaleza. Estos parásitos poseen un organelo característico conocido como kinetoplasto, cuyo DNA (kDNA) es una red gigante característica compuesta por miles de DNA circulantes concatenados representando el 20% del DNA total. Los kDNA circulares son de dos tipos, los maxicírculos (DNA mitocondrial) y los minicírculos. Los minicírculos son los más abundantes y poseen características únicas de secuencias conservadas que representan el origen de replicación del DNA, lo cual hace a este DNA un blanco ideal para pesquisar trypanosomatídeos mediante PCR. La búsqueda de *T. cruzi* en camélidos de Putre (XV Región) y la Patagonia Chilena, no detectó al agente infeccioso mediante PCR usando oligonucleótidos característicos de origen de replicación de minicírculos de trypanosomatídeos. Por el contrario, en 8 muestras de DNA de sangre de guanacos se encontró un perfil de amplificación de DNA diferente al típico que entrega cualquiera de los 6 genotipos descritos (DTUs) en *T. cruzi*. Se encontraron dos bandas de amplificación de igual magnitud, una cercana a 300 pb y otra cercana a 1400 pb. En la mayoría de las muestras analizadas provenientes de guanacos, no se encontró este trypanosomatideo desconocido, así como en muestras de llamas y alpacas de Putre. Se discute la identidad del agente infeccioso detectado en guanacos y cuál puede ser el mecanismo de transmisión.

Financiamiento: FONDECYT 1190392.

Presentación Trabajos Libres “II Congreso Chileno de Parasitología”

CHEMOSENSITIZATION OF *Trypanosoma cruzi* BY PROBENECID AND CARBENOXOLONE.

Aravena Constanza¹, García Aníbal¹, Gutiérrez Camila¹, González Jorge², Vega José Luis¹.

¹Laboratory of Gap Junction & Parasitic Diseases, Universidad de Antofagasta, Chile.

²Molecular Parasitology Unit, Universidad de Antofagasta, Chile.

Introduction: The main global health problem related to Chagas disease is the lack of effective treatment, and current chemotherapy based on nitroheterocyclic compounds is unsatisfactory due to cause marked side effects in patients. In the present study we tested the ability of carbenoxolone and probenecid to chemosensitize trypanosoma parasites to nitroheterocyclic compounds.

Methods: Epimastigotes of H510 strain of *Trypanosoma cruzi* were used. The epimastigotes were exposed to carbenoxolone (100 µM) or probenecid (400 µM) for 1 hour. Then, were washed with phosphate buffered saline and exposed to benznidazole (10, 100, and 1000 µM) or nifurtimox (0.1, 1, 10, 100 µM) for 72 hours. The viability of the parasites was evaluated using viability kit (Thermo Fisher Scientific, USA) and MTT assay.

Results: Carbenoxolone reduce viability by ~ 15.0%, 8.0% and 3.0% for 1, 10 and 100 µM of nifurtimox, compared to the control. Moreover, probenecid reduce viability by 16.4%, 4.9% and 15.8% for 10, 100 and 1000 µM of benznidazole, compared to the control.

Conclusions: We have shown that carbenoxolone and probenecid can chemosensitizer epimastigotes to trypanocidal drugs. Both drugs could help in current pharmacology therapy for Chagas diseases.

Acknowledgments: MINEDUC-UA project code ANT 1755 (to JLJ)

INNEXIN HOMOLOGUE CHANNEL ACTIVATED BY HYPEROSMOTIC STRESS IN *Trypanosoma cruzi*.

García Aníbal¹, Morales Nicolás¹, Ossandón Sergio¹, Aravena Constanza¹, Güiza J¹, Gutiérrez Camila¹, González Jorge², Vega José Luis¹.

¹Laboratory of Gap Junction & Parasitic Diseases, Universidad de Antofagasta, Chile.

²Molecular Parasitology Unit, Universidad de Antofagasta, Chile.

Introduction: During its biological cycle, *T. cruzi* is exposed to osmotic stress, however the mechanisms involved are poorly understood. In this study we evaluate the effect of hyperosmotic stress on the innexin homologue channels present in *T. cruzi*. **Methods:** Epimastigotes of H510 strain of *T. cruzi* were used. Channel activity was evaluated by DAPI uptake (1 µM, 5 min) in epimastigotes exposed to hypo- (290 mOsm), iso- (330 mOsm) or hyper- (600 mOsm) osmotic conditions or in HeLa cells transfected with vector pcDNA3.1 (+)-Tryn-GFP that contain the parasite sequence (Tryn) with a green fluorescent protein (GFP) in the C-terminal domain. **Results:** In epimastigotes, hyperosmotic stress increased the DAPI uptake by 20% compared to the dye uptake observed in iso-osmotic condition. Interestingly, channel-dependent activity was observed in HeLa cells transiently transfected with the parasite gene. **Conclusions:** These results suggest the *T. cruzi* present an osmotic-sensitive plasma channel that could be a particeps in the parasitic osmotic homeostasis.

Acknowledgments: MINEDUC-UA project code ANT 1755 to Vega JL; UA undergraduate fellowship code ATI19-1-06 to García A, and CONICYT fellowship to Güiza J.

REVISTA

PARASITOLOGÍA LATINOAMERICANA



Órgano Oficial de la SOCHIPA



Órgano Oficial de la Federación
Latinoamericana de Parasitólogos



Órgano Oficial de la Red de Zoonosis