



**UNIVERSIDAD NACIONAL DE CHIMBORAZO**

**FACULTAD DE CIENCIAS DE LA SALUD**

**CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO E HISTOPATOLÓGICO**

Informe final de investigación previo a la obtención del título de Licenciada en Ciencias de la  
Salud en Laboratorio Clínico e Histopatológico

**TRABAJO DE TITULACIÓN**

**Título:** Metanálisis sobre resultados de estudios coproparasitarios en el contexto  
latinoamericano

**Autora:** Tania Dayanara Bolaños Villa

**Tutora:** Dra. Luisa Carolina González Ramírez

Riobamba – Ecuador

2020 - 2021

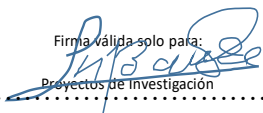
## REVISIÓN DEL TRIBUNAL

Los miembros del tribunal de graduación del proyecto de investigación de título: “**Metanálisis sobre resultados de estudios coproparasitarios en el contexto latinoamericano**”. Presentado por Tania Dayanara Bolaños Villa, dirigido por la Dra. Luisa Carolina González Ramírez PhD, una vez escuchada la defensa oral y realizado el informe final del proyecto de revisión bibliográfica con fines de graduación, escrito en el cual se ha constatado el cumplimiento de las observaciones realizadas, remite la presente para el uso y custodia de la biblioteca de la Facultad de Ciencias de la Salud de la UNACH.

Para la constancia de lo expuesto firman:

Mgs. Aída Mercedes Balladares Saltos

**Presidenta del tribunal**

Firma válida solo para:  
  
Proyectos de Investigación

**Firma**

Dra. Yisela Carolina Ramos Campi

**Miembro del tribunal**

Firma válida solo para:  
  
Titulación Especial

**Firma**

Mgs. Félix Atair Falconí Ontaneda

**Miembro del tribunal**

Firma válida solo para:  
  
Certificado de Competencia B. Año 2011

**Firma**

## CERTIFICADO DEL TUTOR

Yo, Luisa Carolina González Romero, docente de la Carrera de Laboratorio Clínico e Histopatológico en calidad de Tutora del Proyecto de Investigación titulado: **“Metanálisis sobre resultados de estudios coproparasitarios en el contexto latinoamericano”**, propuesto por **Tania Dayanara Bolaños Villa**, egresado de la Carrera de Laboratorio Clínico e Histopatológico de la Facultad Ciencias de la Salud, luego de haber realizado las debidas correcciones, certifico que se encuentra apto para la defensa pública del proyecto.

Riobamba, 26 de mayo de 2021



.....

Dra. Luisa Carolina González Ramírez  
**Docente tutor de la carrera de Laboratorio Clínico e Histopatológico**

## **DERECHOS DE AUTORIA**

Yo, Tania Dayanara Bolaños Villa soy responsable del contenido expuesto en el presente trabajo de investigación y el patrimonio intelectual pertenece a la prestigiosa Universidad Nacional de Chimborazo.



Tania Dayanara Bolaños Villa

1501173395

## **DEDICATORIA**

Este trabajo es el reflejo de esfuerzo y perseverancia por tal motivo es dedicado con mucho amor para mi madre María Elena Villa y mi hermano Alejandro Bolaños por sus consejos y palabras de aliento, por luchar a mi lado para alcanzar nuestro sueño.

Para mi compañero de vida Fernando Ramírez, mi pilar, quien a lo largo del camino ha velado por mi bienestar y ha sido un apoyo incondicional en todo momento y mi hijo Gael quien se ha convertido en mi motivación y motor de vida, la luz que me inspira a luchar y seguir adelante.

*Tania Dayanara Bolaños Villa*

## **AGRADECIMIENTO**

Quiero agradecer infinitamente a Dios y al establecimiento que me abrió sus puertas la prestigiosa Universidad Nacional de Chimborazo, por darme la oportunidad de formarme tanto en lo moral como en lo académico para ser en el futuro una gran profesional.

A mi querida tutora Dra. Luisa Carolina González y a mis distinguidos docentes que con sus conocimientos han sido fundamentales para mi formación, les debo todos los conocimientos impartidos cada día en clases, gracias por su paciencia, comprensión y sobre todo por sus enseñanzas.

Por último, quiero agradecer a todas las personas que con su granito de arena han hecho que este trabajo se realice con éxito, en especial a todos quienes me abrieron las puertas y compartieron sus experiencias para hacer esto posible.

*Tania Dayanara Bolaños Villa*

## ÍNDICE

<b>Capítulo I. Introducción</b> .....	1
Infecciones Parasitarias Intestinales (IPI).....	3
Parásitos Intestinales.....	3
Clasificación de los Parásitos.....	3
Protozoarios Patógenos.....	4
Flagelados.....	4
Sarcodinos.....	4
Coccidios.....	5
Ciliados.....	6
Chromistas.....	6
Helmintos.....	6
Nematodos.....	6
Cestodos.....	8
Diagnóstico Parasitológico.....	9
Métodos Parasitológicos.....	9
Examen Directo.....	9
Otras Pruebas de Identificación de Parásitos.....	10
Concentración por Sedimentación y Flotación.....	10
Técnicas de Concentración.....	10
Técnicas de Concentración por Sedimentación.....	10
Técnicas de Flotación.....	11
Técnicas Especiales para la identificación de parásitos en heces.....	12
Métodos Inmunológicos.....	14
Métodos Moleculares.....	14
Objetivos.....	15
<b>Capítulo II. Marco Metodológico</b> .....	16
Población y Muestra.....	17
Criterios de Inclusión.....	18
Criterios de Exclusión.....	18
Estrategia de Búsqueda.....	18

Método de Estudio.....	19
Técnica.....	19
Procesamiento Estadístico.....	19
Consideraciones Éticas.....	19
Procedimiento.....	19
<b>Capítulo III. Desarrollo.....</b>	<b>21</b>
Conclusiones.....	54
Bibliografía.....	56
Anexos.....	69



## ÍNDICE DE TABLAS

<b>Tabla 1.</b> Revisión documental de publicaciones existentes sobre resultados de estudios coproparasitarios en el contexto latinoamericano.....	22
<b>Tabla 2.</b> Prevalencia parasitaria total, de protozoos y helmintos en los países de Latinoamérica.....	46
<b>Tabla 3.</b> Prevalencia de protozoos en los países de Latinoamérica.....	49
<b>Tabla 4.</b> Prevalencia de helmintos en los países de Latinoamérica.....	52

## **RESUMEN**

En la presente investigación se realizó un metaanálisis de datos publicados sobre enteroparásitos en países latinoamericanos, donde continúan siendo un problema de salud pública, por lo que se utilizan como indicador del nivel higiénico-sanitario y socioeconómico de las poblaciones. La parasitosis afecta principalmente a niños desencadenando alteraciones estaturales y cognitivas. La investigación es documental de tipo retrospectivo, donde se consultaron fuentes primarias y secundarias de las que se obtuvo 120 documentos científicos, 101 de los cuales se seleccionaron por cumplir criterios de inclusión y 68 fueron seleccionados para la elaboración de resultados, extraídos de documentos registrados en diferentes bases de datos como Scopus, Pudmed, Elsevier, etc. Del análisis de los estudios coproparasitarios obtenidos se registró datos de las técnicas de diagnóstico, prevalencia parasitaria de protozoos y helmintos, especies más frecuentes, reportados. Finalmente se relacionaron los resultados con la altitud y temperatura de las zonas de estudio. Se concluyó que generalmente el diagnóstico coproparasitario se realiza con examen directo, por ser sencillo, específico y económico, las técnicas de concentración más conocidas son Kato-Katz, Ritchie y Willis, pero son poco empleadas. La mayor prevalencia parasitaria alcanzó el 98,39% y se registró en región rural del cantón Riobamba, provincia de Chimborazo, Ecuador. La mayoría de los estudios comprueban mayor prevalencia de protozoos que de helmintos, siendo el parásito más frecuente *Blastocystis* spp., entre los protozoos patógenos se destaca *Giardia duodenalis* y *Entamoeba histolytica* entre los no patógenos más reportados se encuentran *Entamoeba coli* y *Endolimax nana*. El helminto más prevalente en áreas rurales de baja altitud fue *Ascaris lumbricoides*, mientras que, en áreas urbanas fue *Trichuris trichiura*. En zonas Andinas de gran altitud predomina *Hymenolepis nana*. Las poblaciones de áreas rurales y urbanas marginales son las más afectadas por los enteroparásitos, prevaleciendo en localidades de baja altitud y mayor temperatura como la costa y la selva. En las zonas de mayor altitud las prevalencias de geohelmintos son insignificantes debido a las condiciones climáticas. Se recomienda continuar la investigación con datos únicos del Ecuador debido a que en nuestro país no existen análisis bibliométricos sobre parásitos intestinales.

**PALABRAS CLAVE:** Parásitos intestinales, metaanálisis, coproparasitario, protozoos, helmintos

## ABSTRACT

A meta-analysis of published data on endoparasites in Latin American countries was carried out in the present study. They continue to be a public health problem and are therefore used to indicate the hygienic-sanitary and socioeconomic level of the populations. Parasitosis mainly affects children, triggering structural and cognitive alterations. The research is a retrospective documentary study, where primary and secondary sources were consulted, and 120 scientific documents were obtained, 101 of which were selected because they met the inclusion criteria, and 68 were selected for the elaboration of results extracted from documents registered in different databases such as Scopus, Pubmed, Elsevier, etc. The most frequent species reported were recorded from the analysis of the coproparasitic studies obtained, data on diagnostic techniques, the parasitic prevalence of protozoa, and helminths. Finally, the results were related to the altitude and temperature of the study areas. It was concluded that the diagnosis of coproparasites is generally made by direct examination because it is simple, specific, and economical; the best-known concentration techniques are Kato-Katz, Ritchie, and Willis, but they are little used. The highest parasite prevalence reached 98.39% and was recorded in a rural region of Riobamba canton, Chimborazo, Ecuador. Most studies show a higher prevalence of protozoa than helminths, with *Blastocystis* spp. Being the most frequent parasite among the pathogenic protozoa, *Giardia duodenalis* and *Entamoeba histolytica* stand out; among the most reported non-pathogens are *Entamoeba coli* and *Endolimax nana*. The most prevalent helminth in rural areas of low altitude was *Ascaris lumbricoides*, while in urban areas, it was *Trichuris trichiura*. In high altitude Andean areas, *Hymenolepis nana* is predominant. Populations in rural and marginal urban areas are the most affected by enteroparasites, prevailing in low altitude and higher temperature localities such as the coast and the jungle. In higher altitude areas, geohelminth prevalences are negligible due to climatic conditions. It is recommended to continue the research with data unique to Ecuador because there are no bibliometric analyses on intestinal parasites in our country.

**Keywords:** Intestinal parasites, meta-analysis, coproparasite, protozoa, helminths.

Reviewed by:

Mgs. Sonia Granizo Lara.

**English professor.**

c.c. 0602088890

## CAPÍTULO I. INTRODUCCIÓN

Las enfermedades transmitidas por alimentos se encuentran entre los problemas de salud pública frecuentes a nivel mundial, sobre todo, aquellas infecciones relacionadas con la presencia de parásitos intestinales. El tracto digestivo es el hábitat de diferentes parásitos, seres vivos que necesitan de otro individuo para alimentarse, se adquieren a través de la vía fecal oral, por alimentos, bebidas o agua contaminada con excrementos humanos y animales<sup>(1)</sup>. Existen diferentes especies parásitas patógenas que producen alteraciones intestinales, siendo la causa de al menos el 10% de las diarreas que se presentan en países de baja renta donde las condiciones higiénico sanitarias de sus pobladores son inadecuadas, también, se ha comprobado la relación entre el saneamiento ambiental y la prevalencia de parásitos<sup>(2)</sup>.

Las Infecciones Parasitarias Intestinales (IPI) constituyen un indicador de las condiciones ambientales, socioeconómicas, educativas y de los hábitos de higiene de su población. Representa un problema de impacto socioeconómico, debido a la influencia sobre la salud y productividad de millones de personas<sup>(3)</sup>. Las enteroparasitosis varían desde un estado asintomático hasta manifestaciones de mayor gravedad que causan alteraciones nutricionales, sobre todo en la población pediátrica con deterioro de la calidad de vida, trayendo como consecuencia pérdida de peso, retardo del crecimiento, problemas cognitivos e incluso la muerte<sup>(4,5)</sup>.

Según la Organización Mundial de Salud (OMS) 3 500 millones de personas están afectadas por parásitos y alrededor de 450 millones tienen alteraciones de salud graves, siendo la mayor proporción niños menores de 5 años<sup>(6)</sup>. Las IPI originadas por protozoos y helmintos son causantes de una considerable morbilidad a nivel mundial, con mayor frecuencia en África, Asia, América del Sur y Central, siendo menos prevalentes en Europa, Japón, Nueva Zelanda, Canadá, y Estados Unidos<sup>(7)</sup>.

Se estima que aproximadamente entre 3 y 3,5 billones de personas están infectadas con parásitos intestinales a escala global, 1,45 billones corresponden a helmintos. Las especies con mayor prevalencia son *Trichuris trichiura*, *Ascaris lumbricoides*, *Ancylostoma duodenale* y *Necator americanus*. Aunque su mortalidad es poco considerada, cada año se reportan entre 3 000 y 65 000 muertes por helmintos y 100 000 por protozoos<sup>(8)</sup>. Su prevalencia se vincula a las condiciones climáticas y medioambientales como temperatura, humedad y características del

suelo; condiciones socioeconómicas como la pobreza y desnutrición, higiénico sanitarias como la contaminación fecal del agua y los alimentos y ausencia de saneamiento ambiental<sup>(9)</sup>.

En países en vías de desarrollo como Venezuela se registran cifras entre 42,6%<sup>(10)</sup> y 87%<sup>(2)</sup> de poliparasitismo en niños, con predominio de *Blastocystis* spp., como parásito más común<sup>(4)</sup>. En Bolivia se han reportado prevalencias que alcanzan el 87,5%<sup>(11)</sup>, en Perú 63,1%<sup>(12)</sup>, en Colombia 60%<sup>(3)</sup>. Los parásitos mayormente reportados son: *Blastocystis* spp., *Entamoeba histolytica*, *Giardia duodenalis* y *Ascaris lumbricoides*<sup>(10)</sup>.

En Ecuador estudios previos indican una considerable prevalencia de IPI en infantes<sup>(11,13)</sup>, se encuentran entre las primeras causas de consulta, afectando entre el 70 y 98,39% de la población rural<sup>(14)</sup>, y el 30 a 40% del área urbana<sup>(15)</sup>, siendo la población infantil afectada en su crecimiento y desarrollo, destacando la prevalencia de la población infantil de las zonas rurales montañosas con rangos entre 80 y 98,39% de protozoos y 16,94 y 50% de helmintos<sup>(14)</sup>.

El Programa Nacional para Abordaje Multidisciplinario de las Parasitosis Desatendidas (PROPAD) en el Ecuador indicó que el parásito más prevalente en el país es *Blastocystis* spp., seguido de *Entamoeba histolytica*/*E. dispar*, *Giardia duodenalis*, *Ascaris lumbricoides* y *Trichuris trichiura*<sup>(16)</sup>.

Es importante destacar los hallazgos del estudio realizado por investigadores de la Universidad Nacional de Chimborazo en el año 2018 en estudiantes de unidades educativas rurales del cantón Riobamba, provincia Chimborazo, se detectó una prevalencia parasitaria del 98,39%, con un hallazgo de 12 especies de parásitos: 98,39% protozoos y 16,94% helmintos, con predominio de *Blastocystis* spp. 95,16%, *Entamoeba coli* 66,39%, *Endolimax nana* 58,87%, seguido por *Giardia duodenalis* 37,87%, *Entamoeba histolytica*/*E. dispar* 31,45%, *E. hartmanni* 16,13%, *Iodamoeba butschlii* 14,52%, *Chilomastix mesnili* 4,03% y *Pentatrichomonas hominis* 0,81%. El grupo etario mayormente infectado fue el de 14 a 18 años, siendo más frecuente el poliparasitismo en el 95,90% de la población estudiada<sup>(14)</sup>.

El diagnóstico parasitario es de importancia para que el médico pueda indicar el tratamiento adecuado y el paciente además de curarse, deje de ser fuente de infección. Generalmente se realiza el examen directo de la materia fecal, técnica con la que se demuestra de rutina la presencia de los diferentes estadios morfológicos de los enteroparásitos con una sensibilidad y

especificidad cuestionada. Ha sido comprobada mayor sensibilidad de las técnicas de concentración frente examen directo, por lo que se sugiere realizar el diagnóstico con la aplicación simultánea de varias técnicas que complementen el hallazgo de las diferentes especies parasitarias que puedan estar contenidas en la muestra fecal<sup>(17)</sup>.

## **INFECCIONES PARASITARIAS INTESTINALES (IPI)**

Las IPI constituyen un problema de salud pública debido a que afectan a individuos de todas las edades y de ambos géneros, siendo el ser humano su principal reservorio, son causa de problemas de salud en regiones tropicales, estimándose 450 millones de personas infectadas, en su mayoría niños<sup>(18)</sup>. Aunque para su contagio intervienen diferentes vectores (moscas, cucarachas, pulgas, etc.) y vehículos (agua y alimentos)<sup>(19)</sup>, la mayoría son consideradas enfermedades infectocontagiosas causadas por parásitos que son transmitidas por vía fecal-oral y mediante la penetración de larvas por vía cutánea<sup>(14)</sup>.

Las diferentes especies de cromistas, protozoos y helmintos ingresan al organismo con alimentos y bebidas contaminadas con formas infectantes como quistes, ooquistes y huevos, que al alcanzar el intestino se transforman en estadios morfológicos capaces de ocasionar patologías que repercuten en la absorción y excreción de nutrientes, lo que trae como consecuencia enfermedades secundarias a la infección<sup>(20)</sup>.

### **Parásitos intestinales**

Son aquellos organismos que viven en el tracto intestinal obteniendo nutrientes a expensas de otro ser vivo de mayor jerarquía en la escala biológica conocido como hospedador, generalmente el ingreso de las formas infectantes al organismo del hospedador es por vía oro-fecal, aunque también existe la posibilidad de la penetración a través de la piel<sup>(21)</sup>.

### **Clasificación de los parásitos**

Los parásitos se clasifican en cromistas y protozoos que son organismos unicelulares y helmintos como organismos pluricelulares, ingresan al organismo con alimentos y bebidas contaminadas con materia fecal donde se encuentran las formas de quistes, ooquistes y huevos que al colonizar el intestino se transforman en estadios capaces de ocasionar patologías que traen como consecuencia enfermedades secundarias a la infección<sup>(22)</sup>. La parasitosis causa daño dependiendo de la patogenia, la cantidad, las condiciones del hospedador y el medioambiente, cuando existe equilibrio entre el hospedador y el parásito existe infección, pero el hospedador

no se enferma, cuando se desequilibra esta relación y prevalece el parásito se desarrollará la enfermedad<sup>(23)</sup>.

Protozoarios patógenos

### **Flagelados**

*Giardia duodenalis*

**Características generales:** este protozoo flagelado durante su ciclo de vida posee dos estadios, el trofozoito piriforme con medidas entre 5 a 9  $\mu\text{m}$  de ancho y 12 a 15  $\mu\text{m}$  de longitud, posee dos núcleos, cuerpo medio, cuerpos basales y cuatro pares de flagelos. El quiste posee una forma oval con longitud de 15  $\mu\text{m}$  y anchura de 9  $\mu\text{m}$ <sup>(24)</sup>.

**Clínica:** se transmite de persona a persona por vía oral fecal en forma de quistes. Es una infección frecuente con gran distribución mundial, se presenta asintomática la mayoría de veces o puede presentar clínica con diarrea, síndrome de malabsorción, lo que genera desnutrición y retraso de crecimiento en los niños<sup>(25)</sup>.

*Dientamoeba fragilis*

**Características generales:** este protozoo flagelado cosmopolita se presenta bajo la forma de trofozoito de forma ameboide, con tamaño de 12  $\mu\text{m}$ , siendo la característica principal la presencia de dos núcleos con cariosomas con cuatro gránulos de cromatina. Los quistes, recientemente descritos, presentan forma oval con doble membrana y conservan las características nucleares de los trofozoitos<sup>(26)</sup>.

**Clínica:** es un protozoo diagnosticado comúnmente en el intestino humano con importancia clínica, actualmente se considera un patógeno y los pacientes requieren tratamiento farmacológico para su cura. Debe tenerse en consideración que las prevalencias reportadas son muy bajas, debido a que el diagnóstico de este flagelado requiere coloración con Hematoxilina Férrica, debido a que los quistes y trofozoítos no se visualizan adecuadamente en el examen directo de las heces<sup>(27)</sup>.

### **Sarcodinos**

### *Entamoeba histolytica*

**Características generales:** este protozoo tiene forma de trofozoíto ameboide uninucleado, con un diámetro entre 10 y 60  $\mu\text{m}$ , los quistes son redondos presentan entre 1 a 4 núcleos dependiendo del grado de madurez, posee en su citoplasma cuerpo cromatóides con extremos redondeados y vacuola de glucógeno<sup>(28)</sup>.

**Clínica:** se transmiten a través de la ingestión de quistes maduros, *E. histolytica* es la única especie de ameba patógena y puede invadir la mucosa intestinal exhibiendo síntomas como disentería, siendo la mayor complicación, la migración extraintestinal, hacia el hígado, pulmón, piel o cerebro<sup>(25)</sup>.

### **Coccidios**

#### *Cryptosporidium* spp.

**Características generales:** este protozoo intracelular posee ooquistes redondos con diámetro entre 4 a 6  $\mu\text{m}$ , en su interior pocas veces pueden observarse los esporozoitos, siendo la característica diferencial el halo transparente que rodea al ooquiste<sup>(29)</sup>.

**Clínica:** el cuadro clínico varía según el estado inmune del hospedador, en inmunocompetentes es autolimitado, a diferencia de los inmunocomprometidos que puede presentar diarrea acuosa, vómitos, náuseas y dolor abdominal que puede desencadenar en la muerte del paciente<sup>(25)</sup>.

#### *Cyclospora cayetanensis*

**Características generales:** asociado al síndrome de diarrea aguda y crónica, este protozoo posee ooquistes esféricos con diámetro de 8 a 10  $\mu\text{m}$  rodeados por una pared rígida y doble<sup>(30)</sup>.

**Clínica:** se transmite por la ingesta de ooquistes presentes en agua o alimentos contaminados. La sintomatología es similar a la producida por *Cryptosporidium* spp<sup>(25)</sup>.

#### *Cystoisospora belli*

**Características generales:** es un protozoo que posee ooquistes de forma oval, miden en promedio 28  $\mu\text{m}$  de longitud por 13  $\mu\text{m}$  de ancho, maduran en el medio exterior<sup>(31)</sup>.

**Clínica:** produce enfermedad en niños y pacientes inmunocomprometidos, con diarrea como principal manifestación clínica. Es transmitido mediante la ingesta de ooquistes esporulados en agua o alimentos contaminados<sup>(25)</sup>.



## **Ciliados**

### *Balantidium coli*

**Características generales:** este protozoo es el único parásito ciliado que infecta al ser humano, presenta dos fases, la de trofozoito que posee forma ovalada y mide de 30 a 150  $\mu\text{m}$  de longitud con 25 a 120  $\mu\text{m}$  de ancho, los quistes redondos miden de 45 a 65  $\mu\text{m}$  de diámetro; es binucleado tiene un macronúcleo en forma de riñón y un micronúcleo redondeado. El trofozoito puede colonizar el intestino grueso y causar daño<sup>(32)</sup>.

**Clínica:** no es una parasitosis frecuente, su mecanismo de infección es fecal oral, es una zoonosis donde el hospedador natural es el cerdo, que excreta formas de quistes o trofozoítos que infectan a otros hospedadores. La sintomatología puede llegar a ser grave con disentería que puede agravarse en algunos casos<sup>(25)</sup>.

## **Chromistas**

### *Blastocystis spp.*

**Características generales** posee seis estadios morfológicos: a) vacuolar de forma redonda y diámetro de 2 a 200  $\mu\text{m}$ , se observa un cuerpo central similar a una vacuola que desplaza los núcleos a la periferia del parásito; b) granular se observan un citoplasma granuloso; c) globular se diferencia de la granular porque muestra unos glóbulos de grasa de mayor tamaño; d) ameboide se encuentra en heces líquidas o cultivos, emite pseudópodos, aunque no se desplaza; e) forma de resistencia es considerada la forma infectante y se observan varios núcleos en su citoplasma; f) en división, pueden observarse en división binaria o múltiple (*cluster*)<sup>(33)</sup>.

**Clínica:** es el único chromista que parasita al humano, se transmite por vial oral fecal mediante agua y alimentos contaminados puede presentarse de manera asintomática, sin embargo, en la mayoría de las infecciones los hospedadores presentan flatulencia, diarrea y cólico<sup>(25)</sup>.

## **Helmintos**

### **Nematodos**

#### *Ascaris lumbricoides*

**Características generales:** las formas adultas presentan sexos separados, poseen la boca rodeada de dientecillos y tres labios, entre las características diferenciales de los gusanos, se

destaca que el macho mide hasta 15 cm de longitud y 3-4mm de ancho, tiene la parte posterior de su cuerpo incurvada para proteger la apertura cloacal y las espículas. La hembra mide 20cm de longitud y 4-5mm de ancho, se diferencia del macho debido a que posee la parte posterior de su cuerpo recta, tienen la vulva en el tercio anterior ventral y el ano en la parte posterior. En la morfología del huevo se distinguen tres capas: externa mamelonada (proteica), media (quitinosa) e interna (lipídica). El huevo fértil es redondeado mide de 60x30 $\mu$ , el huevo infértil posee una forma ovalada larga, puede medir de 85x47 $\mu$  y los huevos fértiles o infértiles decorticado no presentan membrana mamelonada<sup>(21)</sup>.

**Clínica:** afecta sobre todo a niños, su mecanismo de infección es a través de la ingestión de alimentos contaminados con huevos larvados. La mayoría de los casos son asintomáticos, pero durante la primera fase de la infección, durante la migración cardiopulmonar de las larvas los pacientes pueden tener clínica inespecífica que pueden confundirse con un cuadro gripal, tos, fiebre, la eosinofilia y manifestaciones alérgicas, hipersensibilidad pueden orientar el diagnóstico clínico. Finalmente, cuando los gusanos se hacen adultos en el intestino delgado causan alteraciones intestinales, si la infección es moderada o severa de acuerdo a la cantidad de gusanos que parasitan al individuo, puede causar obstrucción intestinal, biliar o perforaciones a nivel del intestino que pueden llegar a ser mortales<sup>(25)</sup>.

#### *Enterobius vermicularis*

**Características generales:** este nematodo es de sexos separados (hembra y macho) en su evolución se presentan huevos, larvas y adultos. Los huevos son transparentes, ovalados con un lado plano y otro convexo, miden entre 20-30  $\mu$ m y 50-60  $\mu$ m. El macho posee menor longitud 2 -5 por 0,1-0,2 mm, tiene la región ventral posterior curva. La hembra mide 8-13 mm por 0,3-0,5 mm, posee el extremo posterior recto y afilado<sup>(21)</sup>.

**Clínica:** la infección ocurre por la ingesta o inhalación de los huevos, debido a que son livianos y pueden permanecer flotando en el aire porque la hembra realiza la ovipostura en la región perianal, el análisis coproparasitario no es adecuado para el diagnóstico, por lo que debe realizarse la técnica de Graham para su detección. La mayoría de los hospedadores permanecen asintomáticos, aunque puede producir prurito anal sobre todo en la población infantil<sup>(25)</sup>.

### *Trichuris trichiura*

**Características generales:** tanto machos como hembras poseen el tercio anterior de su cuerpo más delgado que los dos tercios restantes, concediéndoles aspecto de látigo, las hembras miden entre 9-12mm, de longitud mientras que, los machos solo alcanzan 3-5mm, además, se diferencian por la curvatura posterior del cuerpo con la que protegen la espícula. Los huevos son ovalados, simétricos con cubierta lisa y transparente tiene una longitud de 55µm y 30µm de ancho y su principal característica son los dos tapones polares<sup>(21)</sup>.

**Clínica:** produce trichuriasis, su mecanismo de infección es a través de la ingestión de huevos larvados en la tierra. El signo patognomónico es el prolapso rectal en niños debilitados<sup>(25)</sup>.

## **Cestodos**

### *Taenia saginata*

**Características generales:** el gusano adulto puede llegar a tener una longitud de 10 metros, en el estróbilo posee más de 2000 proglótides. Para diferenciar las especies de *Taenia* pueden visualizarse los escólex, armado en el caso de *T. solium* y sin ganchos en *T. saginata*. Como no siempre es posible obtener los escólex, la forma más fácil de hacer el diagnóstico es comparando las ramificaciones uterinas de las proglótides grávidas, siendo mayor la cantidad de ramas, más de 13 a cada lado del tubo uterino y de forma dicotómica para *T. saginata* y menos de 13 de forma dendríticas para *T. solium*<sup>(19)</sup>.

**Clínica:** la infección es producida al ingerir carne de bovino contaminada con larvas o cisticercos del parásito, generalmente es asintomática, aunque en algunos casos produce dolor abdominal y náuseas debido a la presencia del parásito en el intestino delgado, el paciente detecta la infección, por la salida de proglótides grávidas aisladas en los intervalos de la defecación<sup>(25)</sup>.

### *Taenia solium*

**Características generales:** puede llegar medir 2 a 4 metros, posee un escólex con cuatro ventosas y un rostelo con doble corona de ganchos<sup>(19)</sup>.

**Clínica:** el mecanismo de infección es a través de la ingesta de carne de cerdo contaminada con *Cysticercus cellulosae*. En la teniasis se manifiestan signos y síntomas intestinales, el mismo paciente identifica la infección por la excreción de las proglótides. La mayor complicación

ocurre, cuando el humano, ingiere accidentalmente huevos del gusano y adquiere una cisticercosis, con localización de la larva en el cerebro, ojos, músculos, etc., causando en algunos casos ceguera o afecciones del sistema nervioso central que pueden conducir a la muerte<sup>(25)</sup>.

### *Hymenolepis nana*

**Características generales:** en su fase adulta puede llegar a medir 45 mm de largo por 1 mm de ancho, es un céstodo pequeño que posee 4 ventosas, un rostelo retráctil y una corocha con 20 a 30 ganchos<sup>(19)</sup>.

**Clínica:** afecta sobre todo a los niños, se transmite a través de alimentos y agua contaminada con huevos del parásito o cisticercoides que se encuentran en coleópteros. Sus síntomas principales son dolor abdominal, náuseas y debilidad<sup>(25)</sup>.

## **DIAGNÓSTICO PARASITOLÓGICO**

Existen diferentes técnicas utilizadas en el diagnóstico de las IPI, estos procedimientos ayudan en la identificación de los parásitos. Además, pueden complementarse con el uso de otras técnicas que poseen alta sensibilidad y especificidad como la PCR del método molecular o las diversas técnicas disponibles para el inmunodiagnóstico<sup>(19)</sup>.

### **Métodos parasitológicos**

#### **Examen directo**

Es un procedimiento sencillo, específico y de bajo costo, donde se emplea solución salina fisiológica, para detectar el movimiento, y solución yodada, para visualizar mejor las estructuras parasitarias, de los diferentes estadios de enteroparásitos. Se ha descrito una sensibilidad entre el 30 y 60% y eficacia del 50%, dependiendo de factores como: la intermitencia de salida de los parásitos, la habilidad del analista en la observación microscópica<sup>(24)</sup> y el tiempo transcurrido desde la obtención de la muestra hasta su estudio, se estima que un periodo no mayor de 20 a 30 minutos es indispensable para llevar a cabo un análisis eficaz<sup>(22)</sup>.

Esta prueba consta de tres procesos que garantizan el éxito del análisis: adecuada recolección de la muestra, utilizando un contenedor comercial y cuidando que no tenga contacto con agua, ni se contamine con orina; en la parte del análisis macroscópico de las heces se evalúa la

consistencia, del aspecto, olor, color, presencia de sangre o moco; y finalmente experticia del analista en la microscopía, quien debe detectar los estadios parasitarios, prestando especial atención en el análisis de la solución salina fisiológica donde puede percibir la movilidad de trofozoítos y larvas de emisión reciente<sup>(21,22)</sup>.

## **Otras pruebas de identificación de parásitos**

### **Concentración por sedimentación y flotación**

#### **Técnicas de concentración**

**Frotis grueso - Kato:** es una técnica cualitativa que concentra una mayor cantidad de huevos de helmintos y permite la detección de varios parásitos en una sola muestra<sup>(34)</sup>.

**Frotis grueso - Kato Katz:** es una técnica cuantitativa utilizada en la identificación y cuantificación de huevos de helmintos<sup>(34)</sup>.

Es la técnica recomendada por la OMS en la identificación de helmintos. La muestra fecal se filtra con una malla fina, para llenar un molde de 41,7 mg de capacidad que se coloca sobre una lámina portaobjeto, se retira el molde y las heces se cubren con un papel celofán embebido en solución de Kato para su análisis<sup>(35)</sup>.

#### **Técnicas de concentración por Sedimentación**

**Técnica de Ritchie:** esta técnica emplea éter para solubilizar los restos fecales liposolubles y formalina (10%) para los hidrosolubles, se centrifuga durante 3 minutos a 1 700 rpm., para la separación en cuatro capas, la superior contiene el éter con las grasas, debajo se forma un tapón de restos fecales, luego se encuentra la capa de formalina con las sustancias hidrosolubles y en el sedimento están los parásitos. Se decanta el sobrenadante y se analiza el sedimento con solución salina isotónica y solución yodada<sup>(36)</sup>.

**Técnica de Hoffman (espontánea):** es una técnica sencilla para la observación de huevos, larvas de helmintos, así como para trofozoítos, quistes y ooquistes de protozoos. Utiliza solución salina al 0,85% y 10g de materia fecal, se mezcla y seguidamente se filtra la solución con gasa,

después de una hora se decanta evitando la fuga del sedimento, el cual será tomado con una pipeta Pasteur para su análisis directo<sup>(25)</sup>.

**Técnica de concentrado corriente:** es una técnica sencilla y de bajo costo utilizada para la observación de huevos y larvas de helmintos, además de, quistes y ooquistes de protozoos. Emplea solución salina isotónica y 2g de heces, se mezcla y filtra la solución a través de dos capas de gasa, se centrifuga durante 1 minuto a 2 000 rpm, se decanta el sobrenadante evitando descartar el sedimento, se repite el lavado hasta que el sobrenadante se encuentre limpio, con ayuda de una pipeta Pasteur se colocan 2 gotas separadas en una lámina portaobjetos y se homogeniza con solución salina y yodada<sup>(25)</sup>.

**Técnica de Telemann Rivas:** esta técnica emplea al éter para disolver las grasas neutras y ácidos grasos libres, además incorpora el ácido acético para disolver la materia albuminosa. Utiliza ácido acético al 5% (5ml de ácido acético y 95ml de agua destilada) para homogeneizar 2 gramos de heces, se filtra la solución y añade 2ml de éter etílico o tiner, se centrifuga durante 3 minutos a 1 500 rpm., para la separación en cuatro capas; la de éter con sustancias liposolubles, tapón con restos fecales, ácido con sustancia hidrosolubles y parásitos en el sedimento, después de decantar el sobrenadante con la ayuda de una pipeta Pasteur se colocan 2 gotas separadas en una lámina portaobjetos y solución salina y yodada para su análisis microscópico<sup>(25)</sup>.

## **Técnicas de flotación**

### **Flotación espontánea**

**Técnica de Willis:** es la técnica que más se utiliza para la identificación de protozoos y helmintos. Se basa en disolver una pequeña cantidad de materia fecal en una cantidad de solución saturada de cloruro de sodio, la mezcla es filtrada a través de dos capas de gasa y recogida en un cilindro, se agrega solución satura de NaCl hasta observar la formación de un menisco, se coloca una lámina cubreobjetos evitando la formación de burbujas y se deja en reposo durante 15 minutos, transcurrido ese tiempo se debe separar la lámina del menisco y se coloca en un portaobjetos para la visualización al microscopio<sup>(37)</sup>.

**Técnica de Sheather:** otorga excelentes resultados en la investigación de coccidios: *Cryptosporidium* spp., *Cyclospora* e *Isospora*, concentra, separa y recupera los ooquistes, así como, quistes y huevos de otras especies, en una solución de azúcar que posee mayor densidad.

Emplea solución saturada de sacarosa y 2g de heces, la solución es filtrada y recogida en un cilindro añadiendo solución de sacarosa hasta la formación de un menisco, se coloca una lámina cubreobjetos sin formar burbujas, se mantiene en reposo durante 15 minutos, transcurrido el tiempo se debe separar la lámina del menisco y se coloca en un portaobjetos para ser visualizado al microscopio<sup>(37)</sup>.

### **Flotación por centrifugación**

**Técnica de Faust:** permite la identificación de parásitos a través de la concentración por flotación de la muestra fecal, utilizando solución de sulfato de zinc con densidad mayor que la de las formas parasitarias. Se incorporan 2g de materia fecal en agua, luego de homogeneizar se filtra con dos capas de gasa y el filtrado se centrifuga durante un minuto a 2 500 rpm., se descarta el sobrenadante, se realiza el lavado de la muestra hasta que el sobrenadante salga limpio, al sedimento se le añadirá de 3 a 4 ml de sulfato de zinc, para resuspender el sedimento, posteriormente se centrifuga durante un minuto, se obtienen 2 gotas del sobrenadante para ser analizado microscópicamente<sup>(37)</sup>.

### **Técnicas especiales para la identificación de parásitos en heces**

#### **Tinciones**

**Hematoxilina férrica:** es una técnica que usa el ácido fosfotúngstico para decolorar los protozoos mejorando su diferenciación al teñirlos de azul grisáceo y negro, en estas preparaciones se pueden apreciar los cuerpos de inclusión y las estructuras nucleares más oscuros en contraste con el citoplasma. Emplean 10 g de hematoxilina y 1 000 ml de alcohol absoluto en un frasco color ámbar y dejarlo madurar mínimo una semana en un lugar iluminado para preparar la solución I; 10 g de hematoxilina y 1 000 ml de alcohol absoluto para el colorante, 10 g sulfato ferroso amoniacal, 20 g sulfato férrico amoniacal, 10 ml de ácido clorhídrico concentrado y 1 000 ml de agua destilada para preparar la solución II y para la solución de trabajo se mezclarán por parte iguales las soluciones I y II, para esta coloración se puede emplear materia fecal conservada o fresca. Su uso no es recomendado para larvas o huevos de helmintos<sup>(38)</sup>.

**Zielh Neelsen modificada en frío o Kinyoun (Ácido alcohol resistencia):** a partir del sedimento de la técnica de concentración de Ritchie se realiza un frotis, se deja secar, para fijarlo

con metanol durante 2 minutos, se cubre con Carbol-Fuscina durante 20 minutos, se lava con agua, se decolora con alcohol ácido (clorhídrico) al 3% durante 10 segundos, se lava con agua, para contracolorar con verde malaquita o azul de metileno durante 5 minutos. Finalmente, se lava y se deja secar al aire para observar al microscopio, con el objetivo de 100x<sup>(39)</sup>.

**Trichrome o Gomori Wheatley:** es una tinción para la identificación de parásitos que permite visualizar las estructuras internas de los protozoos. Es de utilidad tanto en muestras fecales frescas como fijadas<sup>(40)</sup>.

**Giemsa:** es una técnica recomendada para teñir frotis en de sangre. En esta técnica se cubre con Giemsa diluida (1ml de Giemsa más 20ml de agua destilada), se lava con agua y una vez seco se observa en el microscopio<sup>(38)</sup>.

**Tinción Papanicolaou:** es una técnica que fija la muestra con spray Histofix o Citofix a base de agua y alcohol de polietilenglicol, sumerge en alcoholes 80%, 70%, 50% y agua durante 1 minuto, se tiñe con hematoxilina de Harris durante 5 minutos y se sumerge varias veces en agua por 1 segundo, se baña en ácido clorhídrico (0,5%) 8 veces y se pasa por cada alcohol de grado sucesivo por 30 segundos. Se sumerge en solución de Papanicolaou por 1,5 minutos, se lava el exceso con etanol 96% por 3 segundos, vuelve a sumergir en Papanicolaou 2,5 minutos, se lava en 3 recipientes diferentes de etanol (96%) 2 veces por 3 segundos, se lava con etanol absoluto durante 30 segundos, se sumerge por 4 minutos en un baño de xileno, mezcla de isómeros y etanol y finalmente se realiza el aclarado con xileno durante 3 minutos<sup>(38)</sup>.

**Técnica de Graham:** es una técnica para la detección de *Enterobius vermicularis*<sup>(37)</sup>, mediante la ayuda de cinta adhesiva transparente donde se recuperan los huevos o gusanos hembras que se encuentran en la región perianal, se adhiere a una lámina portaobjeto cuidando de que no queden burbujas de aire y se observa al microscopio con aumento de 10 y 40x<sup>(41)</sup>.

### **Cultivo y aislamiento de larvas**

**Cultivo de Harada-Mori:** se basa en el termotropismo e hidrotropismo positivo de las larvas, es una técnica de cultivo que permite el desarrollo de huevos a estadíos de larvas de nematodos permitiendo su identificación morfológica, principalmente para obtener larvas rhabditoides y filariformes de Estrongiloideos y Anquilostomideos<sup>(38)</sup>.



**Cultivo en carbón vegetal:** se realiza una mezcla homogénea de heces con agua y carbón vegetal, el preparado ese coloca en una placa de Petri sobre un disco de papel vegetal humedecido en agua, se guarda en la oscuridad y en el transcurso de 5 a 6 días se observa en los bordes con lupa<sup>(37)</sup>.

### **Aislamiento de larvas**

**Técnica de Baermann:** es técnica de diagnóstico que se basa en la recuperación de larvas de *Strongyloides* de las heces o el suelo. Las larvas migran al agua tibia debido al hidrotropismo y termotropismo positivo<sup>(42)</sup>.

### **Métodos inmunológicos**

**Inmunoensayo enzimático o ELISA:** es una técnica de detección de antígenos (Ag) o anticuerpos (Ac) parasitarios, generalmente se utilizan anticuerpos monoclonales y policlonales. Los kits de diagnóstico se comercializan a un precio asequible<sup>(36)</sup>.

### **Métodos moleculares**

**Reacción en cadena de la polimerasa (PCR):** técnica que revoluciona el diagnóstico de la parasitosis, resiste temperaturas más de 94°C y su punto óptimo es de 72°C, buscando desnaturalizar el ADN, se basa en identificar secuencias específicas del genoma repitiendo su ADN lo que hace que esta técnica sea la más sensible y específica y permite, con la ventaja que requiere mínima cantidad de ADN (10 ng) para realizar el diagnóstico<sup>(36)</sup>.

Las IPI constituyen un problema de salud pública nivel mundial con predominio en zonas tropicales y subtropicales, con registros de altas tasas de morbilidad e importantes pérdidas económicas sobre todo en la producción animal <sup>(6)</sup>. Aunque se presenta con mayor frecuencia en países en vías de desarrollo, afecta a países de todos los niveles de ingreso viéndose favorecido por condiciones ambientales, socioeconómicas, pero sobre todo por falta de hábitos de higiene. La parasitosis intestinal representa un problema de impacto global importante por su influencia sobre la salud y productividad de millones de personas<sup>(9)</sup>.

En Ecuador las IPI se encuentran dentro de las primeras causas de consulta en niños, según estudios realizados se comprobó que el alto índice de parásitos intestinales se debe a que existe falta de servicios sanitarios, poco conocimiento y malos hábitos de higiene, lo que ocasiona la aparición de estas enfermedades, provocando gastos en atención médica, hospitalización y

tratamientos. De un 70 a 80% de la población rural y de un 30 a 40% del área urbana están infectados por parásitos, siendo los más afectados la población infantil de las zonas rurales montañosas con un 80% de protozoos y un 50% de helmintos<sup>(43)</sup>.

Es importante señalar que las infecciones parasitarias reducen la absorción y aumentan la pérdida de micronutrientes necesarias para el desarrollo del organismo del ser vivo. La sintomatología juega un papel importante debido a que estas infecciones afectan al estado general del individuo favoreciendo a enfermedades como anemia y desnutrición, por lo que es necesario el diagnóstico y tratamiento oportuno<sup>(17)</sup>.

Existen otros métodos y técnicas de diagnóstico además de la microscopía, se tiene el cultivo, técnica parasitológica de mayor eficiencia, pero no utilizada en los laboratorios de rutina. Del método Inmunológico se utiliza la detección de anticuerpos en suero y antígenos en las heces y finalmente del método Molecular, la hibridación de ácidos nucleicos, son más eficientes que el examen directo, pero son muy costosos<sup>(44)</sup>.

Considerando lo antes expuesto surge el interés de establecer la importancia del análisis coproparasitológico y sus resultados en el diagnóstico de las infecciones parasitarias dentro del contexto latinoamericano.

Es así que surge la pregunta: ¿Cómo la elaboración de un metaanálisis sobre resultados de estudios coproparasitarios puede influir en el diagnóstico de las infecciones parasitarias intestinales?

## **OBJETIVOS**

**General:** Analizar los resultados de estudios coproparasitarios en el contexto latinoamericano, mediante revisión documental de publicaciones existentes, para la elaboración de un metaanálisis que ayude a conocer la realidad existente.

### **Específicos:**

- Recopilar información que otorguen los artículos científicos publicados, sobre los métodos y técnicas utilizados para el diagnóstico de infecciones parasitarias intestinales.

- Considerar los diferentes estudios realizados en países de América latina, a través de una revisión sistemática de la documentación para establecer las especies parasitarias más frecuentes que afectan a la población.
- Estimar la prevalencia parasitaria en los diferentes países latinoamericanos, mediante el análisis estadístico de resultados recopilados, con la finalidad de establecer una conclusión.

## **CAPÍTULO II. MARCO METODOLÓGICO**

La presente investigación es un metaanálisis realizado a partir de una exhaustiva revisión bibliográfica de las publicaciones realizadas en el contexto latinoamericano, se presenta con un enfoque mixto debido a que se utilizaron resultados publicados en fuentes principales y bases de datos los cuales fueron analizadas para la elaboración de este trabajo.

Es de tipo descriptivo porque se realizó con información recolectada de datos publicados en fuentes principales y bases de datos biomédicos, extrayéndose información sobre resultados de estudios coproparasitarios latinoamericanos publicados, los cuales se organizaron para realizar un metaanálisis.

Según el tipo de diseño es una investigación documental porque al ser un trabajo de revisión bibliográfica no existirá manipulación de variables, por tal motivo no se alterarán las condiciones existentes y establecidas.

La secuencia temporal y cronología de los hechos realizada es una investigación de tipo retrospectivo y de corte transversal. Retrospectivo porque se trabajó con diferentes fuentes principales y bases de datos que sirvieron para recolectar información de años previos del tema de investigación y de corte transversal debido a que el presente proyecto recopiló información de artículos publicados en el lapso comprendido entre los años 2014 y 2020.

### **Población y muestra**

Para la población objeto de estudio se empleó fuentes primarias y secundarias. Está constituida por documentos científicos que contienen resultados de estudios coproparasitarios en el contexto latinoamericano, publicados en revistas registradas entre las que se registran en Pudmed, en Elsevier, en Lilacs, en Scielo, Redalyc, Scopus, BVS, PMC, libros y páginas web, que serán organizados en un metaanálisis.

La selección de la muestra fue seguida mediante muestreo no probabilístico por conveniencia de acuerdo a las diferentes fuentes de información recopiladas fueron revisados 120 documentos científicos de los cuales 101 fueron utilizados para la elaboración de resultados, que se ubican en (10) Google Académico, (15) Scielo, (12) Elsevier, (9) Scopus, (15) Pubmed, (12) Redalyc, (13) JURN, (2) BVS, (7) PMC, (1) Página de la Organización Mundial de Salud, (5) Libros. Los datos utilizados fueron seleccionados de acuerdo a los siguientes criterios de inclusión y exclusión.

### **Criterios de inclusión**

- Se incluyeron artículos científicos que reportaron resultados de infecciones parasitarias intestinales en países latinoamericanos,
- Artículos científicos publicados en el periodo 2014 – 2020,
- Artículos científicos publicados en inglés, español y portugués,
- Artículos que reportaron infecciones parasitarias diagnosticadas con distintos métodos y técnicas
- Artículos científicos que incluyeron grupos susceptibles a las infecciones parasitarias intestinales.

### **Criterios de exclusión**

- Se excluyeron artículos con reportes de infecciones intestinales de origen bacteriano, viral y micótico,
- Artículos que describieron infecciones parasitarias intestinales en países fuera del contexto latinoamericano,
- Artículos que mostraron infecciones parasitarias en animales y plantas.
- Artículos científicos con fecha de publicación anterior al periodo 2014 – 2020.
- Artículos científicos publicados en idiomas diferentes al inglés o español.
- Artículos científicos mal documentados o incompletos

### **Estrategia de búsqueda**

Se utilizaron buscadores fiables de la web como Google académico, JURN, Pubmed, Elsevier, Scielo, Scopus, BVS, PMC. De los artículos científicos seleccionados para la elaboración de este proyecto se revisaron el resumen, introducción y resultados, descartando aquellos artículos que no contenían la información necesaria para su utilización. Estos artículos fueron seleccionados tomando en cuenta los grupos vulnerables como niños menores de 12 años y personas con inmunocomprometidos.

Para la estrategia de búsqueda se revisaron diferentes bases de datos y mediante el empleo de criterios de búsqueda se identificaron palabras clave como “*infecciones parasitarias intestinales*”, “*coproparasitario*”, “*metaanálisis*”, “*análisis bibliométrico*”, “*parasitosis intestinal*”, “*enteroparásitos*”, “*Ritchie*”, “*Kato Katz*”, “*diagnóstico de laboratorio*”, “*protozoos*”, “*helmintos*”, “*parasitosis en humanos*”, “*intestinal parasites*”, “*bibliometric*”

*analysis*”, “*intestinal parasitic infections*”, “*diagnosis of parasitosis*”. Y operadores booleanos con palabras en español (*y, o, no*) e inglés (*and, or, not*), así como los símbolos (“”, \*).

### **Método de estudio**

Para esta investigación se empleó el método teórico porque se analizaron y sintetizaron documentos científicos como artículos científicos, tesis y libros con relación al tema de estudio que aportaron información que se consideró importante en la elaboración del trabajo.

### **Técnica**

Los documentos científicos, revistas indexadas, artículos, tesis y libros digitales utilizados fueron de gran apoyo. Por ser un proyecto de revisión bibliográfica las técnicas y procedimientos se basaron en el uso de buscadores como Pudmed, Google escolar, Elsevier, JURN, Redalyc, Scielo, Scopus, BVS, PMC, páginas web como la página oficial de la Organización Mundial de Salud (OMS) y libros digitales.

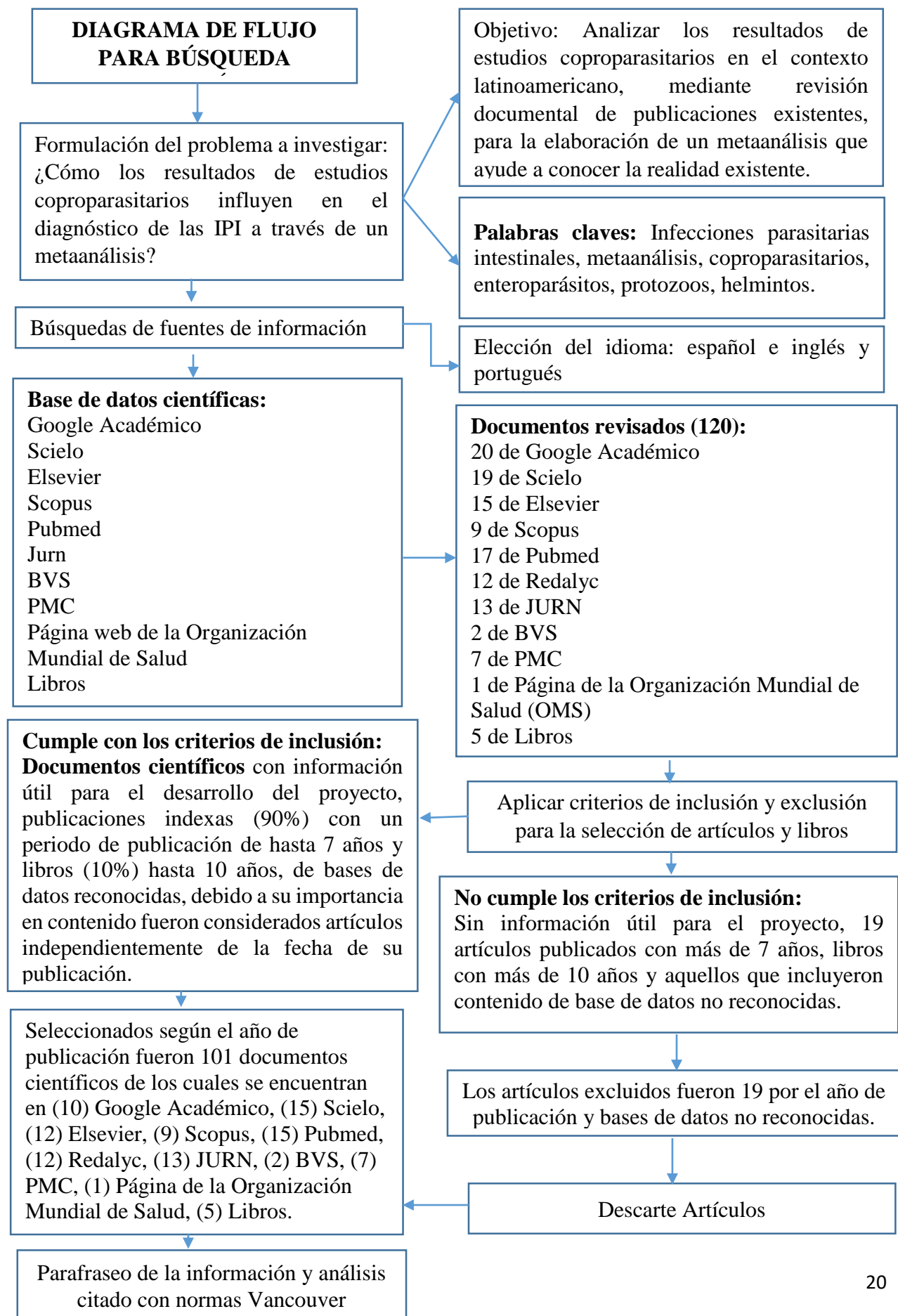
### **Procesamiento estadístico**

Este proyecto recolectó datos cualitativos y cuantitativos de los documentos científicos, se analizaron sus contenidos y se seleccionaron para incorporar solo la información de utilidad.

### **Consideraciones éticas**

Al tratarse de un proyecto de revisión bibliográfica no fue necesario un comité de ética porque no se trabajó con seres humanos, muestras biológicas, animales o plantas, además de no realizar un procesamiento de ningún tipo de muestra.

### **Procedimiento**



### **CAPÍTULO III. DESARROLLO**

El inicio de la búsqueda consistió en el análisis de 120 documentos científicos de los cuales se seleccionaron 101 al aplicar los criterios de inclusión para la elaboración de resultados, aquellos que contenían la información requerida y que fueron encontrados con los términos de búsqueda, según los métodos y técnicas empleados en diferentes localidades de los países latinoamericanos para realizar el diagnóstico de las infecciones parasitarias intestinales. Como evidencia científica de este trabajo se muestran datos de documentos científicos de gran interés que cumplieron con los criterios de inclusión establecidos y fueron organizados según los objetivos planteados para su análisis e interpretación.

#### **Revisión documental de publicaciones existentes sobre resultados de estudios coproparasitarios en el contexto latinoamericano**

##### **Análisis e Interpretación**

En la Tabla 1 se muestran los resultados de estudios coproparasitarios en el contexto latinoamericano. Se observa que las técnicas de diagnóstico de las parasitosis intestinales empleadas: examen directo, técnicas de concentración de Kato Katz, de sedimentación (Ritchie, Hoffman y Telemann), de flotación espontánea (Willis) y por centrifugación (Faust), técnicas especiales para la identificación de parásitos en heces como la coloración de Ziehl Neelsen modificado (Kinyoun), técnica de Graham y moleculares como la PCR.

La información sobre parásitos intestinales fue clasificada por países, y se realiza la descripción de acuerdo a la especie parasitaria más prevalente en cada caso. En países como Bolivia se encontró mayor prevalencia de *Blastocystis hominis* 44,53%, igualmente en Colombia *Blastocystis hominis* 60,2%, Perú *Blastocystis hominis* 33,3%, Guatemala *Blastocystis hominis* 27,6%, Venezuela *Blastocystis* spp. 72,0%, en Ecuador *Blastocystis hominis* 52,75% y *Entamoeba coli* 48%, Panamá *Entamoeba histolytica* 73,0%, en Chile *Endolimax nana* 42,9%, Argentina *Giardia duodenalis* 63,6%, Paraguay *Giardia duodenalis* 35,3%, Uruguay *Giardia duodenalis* 46% y helmintos en Brasil *Ascaris lumbricoides* 33,3%, Honduras *Ascaris lumbricoides* 19,5%, México *Ascaris lumbricoides* 21%, República dominicana *Ascaris lumbricoides* 43,8%. El diagnóstico se realizó en niños y adultos en un rango de edad de 0 – 80 años.



**Tabla 1:** Revisión documental de publicaciones existentes sobre resultados de estudios coproparasitarios en el contexto latinoamericano

Autor, año, país	Localización	Altitud	Temperatura	Técnicas y Métodos	No. de estudios	Rangos de edad	Nº y % de infectados	Hallazgos
<b>Argentina</b>								
Cimino, <i>et al.</i> 2015 <sup>45</sup> (Llanura-sierra)	Departamento de San Ramón de la nueva Oran, provincia de Salta	Media 336 ms.n.m.	Varía de 10 a 32°C	Concentrado de Telemann y PCR	99	7 meses – 57 años	96 (97,0%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Giardia lamblia</i> 63,6% <b>Helmintos:</b> <i>Trichuris trichiura</i> 1,0% <i>Necator americanus</i> 36,4% <i>Ancylostoma duodenale</i> 19,1%
Navone, <i>et al.</i> 2017 <sup>46</sup> (Llanura-sierra)	Departamento de Molinos, provincia de Salta, departamento de Pilcomayo provincia de Formosa, departamentos capital provincia de Corrientes, Caingúas en Misiones y Villaguay, departamento de San Rafael provincia de Mendoza, departamento capital en la provincia de la Pampa, departamentos La Plata, Berazategui, Brandsen, Lincoln, Punta Indio y Tandil, departamentos Gaiman, Telsen, Cushamen, Futaleufú y Languiño provincia de Chubut	Salta Media 1 246 ms.n.m. Máxima 6 739 ms.n.m. Formosa Media 115 ms.n.m. Corrientes 96 ms.n.m. Mendoza Media 875 ms.n.m. Máxima 6960 ms.n.m. La Pampa Media 279 ms.n.m. Chubut Media 447 ms.n.m. Máxima 2 515 ms.n.m. Mínima – 41 ms.n.m.	Salta Varía de 4 a 28 °C Formosa Varía de 12 a 33°C Mendoza Varía de 3 a 31°C La Pampa Promedio 16,3°C Chubut Varía de 2 a 29°C	Concentrado de Ritchie y Graham	3 626	1 – 14 años	2 448 (67,5%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 35,93% <i>Entamoeba coli</i> 10,48% <i>Endolimax nana</i> 6,94% <i>Iodamoeba butschlii</i> 1,06% <i>Giardia lamblia</i> 18,3% <i>Enteromonas hominis</i> 2,0% <i>Chilomastix mesnili</i> 1,3% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 30,13% <i>Ascaris lumbricoides</i> 3,92% <i>Trichuris trichiura</i> 1,46% <i>Ancylostomidae</i> 8,3% <i>Strongyloides stercoralis</i> 4,13% <i>Hymenolepis nana</i> 4,0%
Zonta, <i>et al.</i> 2019 <sup>47</sup> (Llanura)	Clorinda Formosa, departamento Pilcomayo,	Media 66 ms.n.m.	Varía de 13 a 34 °C	Examen directo, concentrado	215	2 – 10 años	89 (77,4%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 57,9% <i>Entamoeba coli</i> 21,1%

				de Ritchie y Willis				<i>Endolimax nana</i> 14,0% <i>Iodamoeba butschlii</i> 0,9% <i>Giardia lamblia</i> 37,7% <i>Chilomastix mesnili</i> 0,9% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 19,3% <i>Ascaris lumbricoides</i> 7,9% <i>Trichuris trichiura</i> 2,6% <i>Strongyloides stercoralis</i> 0,9% <i>Hymenolepis nana</i> 12,3%
Falcone, <i>et al.</i> 2020 <sup>48</sup> (Costa)	Ciudad de La Plata, provincia de Buenos Aires	Media 2 790 ms.n.m.	25 °C	Concentrado de Ritchie, técnica de Sheather y Tinción de Ziehl Neelsen modificada	350	1 – 65 años	277 (79,1%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 58,9 <i>Entamoeba coli</i> 26,3% <i>Endolimax nana</i> 15,7% <i>Iodamoeba butschlii</i> 2,3% <i>Giardia lamblia</i> 24,0% <i>Enteromonas hominis</i> 0,6% <i>Chilomastix mesnili</i> 1,7% <i>Cryptosporidium</i> spp. 2,6% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 26,0% <i>Ascaris lumbricoides</i> 0,6% <i>Strongyloides stercoralis</i> 0,3% <i>Hymenolepis nana</i> 1,1%
<b>Bolivia</b>								
Macchioni, <i>et al.</i> 2016 <sup>11</sup> (Sierra)	Región del Chaco, departamento de Tarija	Media 834 ms.n.m.	Varía de 5 a 25 °C	Examen directo, concentrado de Ridley y PCR	268	2 – 12 años	184 (68,7%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 16,0% <i>Entamoeba coli</i> 38,4% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 3,4% <i>Endolimax nana</i> 6,0% <i>Iodamoeba butschlii</i> 3,7% <i>Giardia intestinalis</i> 37,7% <i>Chilomastix mesnili</i> 1,1% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 1,5% <i>Taenia</i> spp. 1,1% <i>Hymenolepis nana</i> 8,1%

Zurita, <i>et al.</i> 2018 <sup>49</sup> (Sierra)	departamento de Cochabamba	Media: 558 ms.n.m.	Promedio 21 °C	Examen directo, enzomoinmu noanálisis y tinción de Zielh Neelsen modificado	3 728	6 – 87 años	1 354 (36,3%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 44,53% <i>Entamoeba coli</i> 26,22% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 8,07% <i>Iodamoeba butschlii</i> 0,54% <i>Giardia lamblia</i> 10,56% <i>Chilomastix mesnili</i> 4,98% <i>Trichomonas hominis</i> 0,81% <i>Isospora belli</i> 0,43% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 0,05% <i>Ascaris lumbricoides</i> 0,16% <i>Ancylostomideos</i> 0,27% <i>Strongyloides stercoralis</i> 0,87% <i>Taenia</i> spp. 0,05% <i>Hymenolepis nana</i> 2,0%
<b>Brasil</b>								
Guimaraes, <i>et al.</i> 2014 <sup>50</sup> (Costa)	Estado de Minas Gerais, municipios de Araguari, Monte Alegre de Minas, Tupaciguara y Uberlandia	Media 1 193 ms.n.m.	Promedio 23,1 °C	Técnica de Faust, concentrado de Ritchie y tinción Zielh Neelsen modificada	293	60 – 106 años	28 (9,5%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 32,2% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 0,3% <i>Endolimax nana</i> 7,1% <i>Giardia duodenalis</i> 5,2% <i>Cryptosporidium</i> spp. 1,0%
da Silva A, <i>et al.</i> 2016 <sup>51</sup> (Sierra)	Estado de Paraíba, ciudad de João Pessoa	Media 5 439 ms.n.m.	Promedio 27,3 °C	Método de Hoffman, Pons y Janer, Rugai y Paratest kit	150	5 – 16 años	58 (38,7%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 22,7% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 9,0% <i>Endolimax nana</i> 40,9% <i>Giardia lamblia</i> 14,8% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 5,7% <i>Ascaris lumbricoides</i> 2,3% <i>Strongyloides stercoralis</i> 2,3% <i>Trichuris trichiura</i> 2,3%
Pagotti, <i>et al.</i> 2017 <sup>52</sup> (Costa)	Municipio de Ribeirão Preto, estado de São Paulo	Media 546 ms.n.m.	Promedio 26°C	Three Fecal Test y	233	3 – 12 años	134 (57,5%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 7,8%

				microscopía óptica				<i>Entamoeba histolytica</i> 5,6% <i>Giardia lamblia</i> 50,8% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 17,8% <i>Enterobius vermicularis</i> 7,3% <i>Hymenolepis nana</i> 4,2% <i>Schistosoma mansoni</i> 1,0% <i>Schistosoma japonicum</i> 1,0%
Tunes, <i>et al.</i> 2017 <sup>53</sup> (Sierra)	Estado de Paraná, ciudad de Guarapuava	Media 1 120 ms.n.m.	Promedio 19 °C	Método de Hoffman, Pons y Janer,	631	0 – 15 años	475 (75,3%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 2,37% <i>Entamoeba</i> spp. 0,63% <i>Endolimax nana</i> 2,21% <i>Giardia duodenalis</i> 56,41% <i>Balantidium coli</i> 0,31% <i>Cryptosporidium</i> spp. 1,42% <i>Sarcosystis</i> spp. 1,42% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 18,85% <i>Enterobius vermicularis</i> 0,63% <i>Strongyloides stercoralis</i> 2,85% <i>Trichuris trichiura</i> 2,21% <i>Ancylostoma</i> spp. 1,26% <i>Taenia</i> spp. 0,47% <i>Hymenolepis nana</i> 2,21% <i>Hymenolepis diminuta</i> 0,63%
Jeske, <i>et al.</i> 2018 <sup>54</sup> (Costa)	Estado de Rio Grande del Sur, ciudad de Pelotas	Media 7 ms.n.m.	Varía de 9 a 29°C	Técnica de Faust, concentrado de Ritchie y tinción de Kinyoun	73	20- 85 años	45 (61,6%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 31,1% <i>Entamoeba hartmani</i> 4,4% <i>Endolimax nana</i> 26,6% <i>Giardia lamblia</i> 26,6% <i>Cryptosporidium</i> spp. 13,3% <i>Cystoisospora belli</i> 4,4% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 33,3% <i>Strongyloides stercoralis</i> 4,4% <i>Trichuris trichiura</i> 2,2% <i>Taenia</i> spp. 6,6%

Seguí, <i>et al.</i> 2018 <sup>39</sup> (Sierra)	Estado de Paraná, Curitiba	Media 672 ms.n.m.	Promedio 22,4°C	Concentrado de Kato Katz, Ritchie, tinción de Ziehl Neelsen y PCR cuantitativa	766	0 – 76 años	353 (46,1%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 28,2% <i>Endolimax nana</i> 14,9% <i>Giardia duodenalis</i> 11,0% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 5,0% <i>Trichuris trichiura</i> 4,6% Ancylostomideos 1,0%
Araujo, <i>et al.</i> 2020 <sup>55</sup> (Costa)	Estado Río grande del Sur, ciudad de Río Grande	Media 1 ms.n.m.	Promedio 10,4°C	Concentrado de Ritchie, Técnica de Faust, Rugai y col., tinción de Kinyoun y serología	41	3 – 6 años	9 (22,0%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Giardia lamblia</i> 10% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 6% <i>Toxocara</i> spp. 43,9% <i>Enterobius vermicularis</i> 2,0% <i>Trichuris trichiura</i> 6%
<b>Chile</b>								
Barra, <i>et al.</i> 2016 <sup>56</sup> (Costa)	Puerto Montt, sector de Lenca y Chamiza	Media 14 ms.n.m.	Promedio 10,6°C	Examen directo	103	6 – 9 años	53 (51,5%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 33,3% <i>Entamoeba coli</i> 19,0% <i>Endolimax nana</i> 42,9% <i>Giardia lamblia</i> 3,1% <i>Chilomastix mesnili</i> 4,8% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 3,1%
<b>Colombia</b>								
Suescún, <i>et al.</i> 2014 <sup>57</sup> (Selva)	municipio de Tuta, departamento de Boyacá	Media 2 600 ms.n.m.	Varía de 24 a 34°C	Examen directo	50	7 – 12 años	48 (96,0%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 88% <i>Entamoeba coli</i> 56% <i>E. histolytica/E. dispar</i> 24% <i>Endolimax nana</i> 2% <i>Iodamoeba butschlii</i> 2% <i>Giardia intestinalis</i> 34% <i>Chilomastix mesnili</i> 24%
Cardona, <i>et al.</i> 2014 <sup>58</sup>	Cañamomo-Lomapieta, departamento de Caldás,	Media 3 190 ms.n.m.	Varía de 14 a 23 °C	Examen directo y	184	1 – 15 años	175 (95,1%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b>

(Sierra)	municipios de Supía y Riosucio			concentrado de Ritchie				<i>Blastocystis hominis</i> 75,8% <i>Entamoeba coli</i> 46,4% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 34,6% <i>Entamoeba hartmanni</i> 15,0% <i>Endolimax nana</i> 72,5% <i>Iodamoeba butschlii</i> 8,5% <i>Giardia duodenalis</i> 28,8% <i>Chilomastix mesnili</i> 0,7% <i>Cyclospora cayetanensis</i> 0,7% <i>Isospora belli</i> 0,7% <b>Helmintos:</b> <i>Trichuris trichiura</i> 2,0% <i>Ascaris lumbricoides</i> 1,3%
Fillot, <i>et al.</i> 2015 <sup>59</sup> (Costa)	Distrito de Barranquilla y Galapa, departamento del Atlántico	Media 18 ms.n.m.	De 27,4 °C	Examen directo, concentrado de Ritchie y Ziehl Neelsen modificado	411	1 – 10 años	186 (45,3%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 22,1% <i>Entamoeba coli</i> 10,5% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 3,9% <i>Endolimax nana</i> 9,0% <i>Iodamoeba butschlii</i> 0,2% <i>Giardia intestinalis</i> 9,7% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 0,7% <i>Ascaris lumbricoides</i> 4,9% <i>Trichuris trichiura</i> 4,6% <i>Hymenolepis nana</i> 1,0%
Giraldo, <i>et al.</i> 2015 <sup>60</sup> (Sierra)	La Badea y Frailes, municipio de Dosquebradas	Media 1 460 ms.n.m.	Promedio 16,6 °C	Examen directo, concentrado de Ritchie y técnica de Graham	258	1 – 10 años	96 (37,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 16,6% <i>Entamoeba coli</i> 7,4% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 9,0% <i>Endolimax nana</i> 6,6% <i>Iodamoeba butschlii</i> 7,0% <i>Giardia lamblia</i> 7,0% <b>Helmintos %:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 0,8%
Lucero, <i>et al.</i> 2015 <sup>61</sup> (Sierra-Selva)	Florencia Caquetá, departamento Caquetá	Media 242 ms.n.m.	De 25 °C	Examen directo, concentrado	193	0 – 5 años	174 (90,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 49%

	cordillera oriental, transición de la región andina y amazónica			de Ritchie y tinción de Kinyoun				<i>Entamoeba coli</i> 4,1% <i>E. histolytica/E. dispar</i> 29,0% <i>Endolimax nana</i> 15,0% <i>Iodamoeba butschlii</i> 4,1% <i>Giardia duodenalis</i> 35,8% <i>Cryptosporidium</i> spp. 7,3% <i>Cyclospora cayetanensis</i> 4,1% <i>Cystoisospora belli</i> 8,3% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 5,2% <i>Trichuris trichiura</i> 1,0% <i>Uncinaria</i> spp. 1,0%
Bouwman, <i>et al.</i> 2016 <sup>62</sup> (Sierra)	El Codito y Patio Bonito, departamento Cundinamara, Bogotá	Media: 2 640 ms.n.m. Máxima: 4 000 ms.n.m. Mínima: 2 540 ms.n.m.	Varía de 3 °C a 21 °C	Examen directo y concentrado de Ritchie	239	3 – 10 años	63 (26,4%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 9,6% <i>Giardia duodenalis</i> 15,1% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 1,3% <i>Trichuris trichiura</i> 2,1% <i>Hymenolepis nana</i> 1,7%
Carmona, <i>et al.</i> 2016 <sup>3</sup> (Sierra)	Urabá, departamento de Antioquia	Media 919 ms.n.m.	Varía de 25 a 31 °C	Examen directo	1 600	2 – 15 años	1 392 (87,0%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 22% <i>Giardia lamblia</i> 34% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 45% <i>Trichuris trichiura</i> 45% <i>N. americanus/ A. duodenale</i> 45% <i>Strongyloides stercoralis</i> 29%
Rodríguez, <i>et al.</i> 2016 <sup>63</sup> (Sierra)	Municipio de Iza Boyacá, estado Luis Patiño	Media 2 560 ms.n.m.	Promedio 16°C	Examen directo y concentrado de Ritchie	144	2 – 25 años	94 (65,3%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 16,78% <i>Entamoeba coli</i> 34,31% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 10,59% <i>Endolimax nana</i> 19,01% <i>Iodamoeba butschlii</i> 9,51% <i>Giardia intestinalis</i> 2,17% <i>Chilomastix mesnili</i> 0,36%

								<b>Helmintos:</b> <i>Ancylostoma duodenales</i> 0,72%
Villafañe, <i>et al.</i> 2016 <sup>64</sup> (Costa)	Turbaco, departamento de Bolívar, Cartagena	Media 200 ms.n.m.	Promedio 26,9°C	Técnica de Telemann modificada	390	2 – 12 años	119 (30,5%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 15,4% <i>Entamoeba coli</i> 14,2% <i>E. histolytica/E. dispar</i> 10,5% <i>Endolimax nana</i> 26,5% <i>Iodamoeba butschlii</i> 4,3% <i>Giardia lamblia</i> 16,7% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 4,9% Uncinaria sp. 2,5% <i>Trichuris trichiura</i> 3,1% <i>Hymenolepis nana</i> 1,9%
Rodríguez, <i>et al.</i> 2015 <sup>65</sup> (Sierra)	Ciudad de Tunja, departamento de Boyacá	Media 2 822 ms.n.m.	Promedio 18,7 °C	Examen directo y concentrado de Ritchie	89	5 – 13 años	66 (74,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 30,3% <i>Entamoeba coli</i> 60,6% <i>E. histolytica/E. dispar</i> 90,9% <i>Endolimax nana</i> 66,7% <i>Iodamoeba butschlii</i> 10,6% <i>Giardia intestinalis</i> 6,0% <i>Chilomastix mesnili</i> 1,5% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 15,1% Uncinarias 4,5% <i>Trichuris trichiura</i> 1,5% <i>Hymenolepis nana</i> 1,7%
Sarmiento, <i>et al.</i> 2018 <sup>66</sup> (Costa)	Departamento de Atlántico	Máxima 5 775 m Mínima 0 m	Cercana a los 25 °C	Examen directo y concentrado de Ritchie	367	1 – 80 años	335 (91,3%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 49,05% <i>Entamoeba coli</i> 37,33% <i>E. histolytica /E. dispar</i> 12,53% <i>Endolimax nana</i> 20,71% <i>Iodamoeba butschlii</i> 0,27% <i>Giardia</i> spp. 62% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 21,80%



								<i>Trichuris trichiura</i> 44,96% <i>Strongyloides stercoralis</i> 0,27% <i>Hymenolepis nana</i> 8,17%
Pedraza, <i>et al.</i> 2019 <sup>67</sup> (Costa)	Cartagena de Indias, departamento de Bolívar	Media 2 ms.n.m.	Varía de 24 a 31 °C	Examen directo	207	2 – 5 años	146 (70,5%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 60,2% <i>Entamoeba coli</i> 17,1% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 6,8% <i>Endolimax nana</i> 10,2% <i>Iodamoeba butschlii</i> 2,7% <i>Giardia lamblia</i> 24,6% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 9,6% <i>Trichuris trichiura</i> 3,4% <i>Hymenolepis nana</i> 6,2%
Peña, <i>et al.</i> 2020 <sup>68</sup> (Sierra)	Departamento del Valle del Cauca	Media 1 561 ms.n.m.	Promedio 30 °C	Examen directo, técnica de flotación Sheather, coloración de Ziehl Neelsen y Kato-Katz	23	< 6 años	14 (60,9%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 35% <i>Endolimax nana</i> 24% <i>Iodamoeba butschlii</i> 16% <i>Giardia lamblia</i> 12%
<b>Costa Rica</b>								
Solano, <i>et al.</i> 2018 <sup>69</sup> (Costa-selva)	Región Central Sur de Costa Rica	Máxima 1 916 ms.n.m. Mínima 43 ms.n.m.	Varía de 25 a 27°C	Examen directo y Kato-Katz	673	1 – 7 años	162 (24,1%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 7,06% <i>Entamoeba coli</i> 7,59% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 1,02% <i>Endolimax nana</i> 7,7% <i>Entamoeba hartmanni</i> 1,53% <i>Iodamoeba butschlii</i> 0,7% <i>Giardia intestinalis</i> 8,0% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 0,4%
<b>Cuba</b>								

Alpízar, <i>et al.</i> 2015 <sup>70</sup> (Costa)	San Carlos y San Severino de Matanzas, Matanzas	Media 20 ms.n.m.	Varía de 17 a 32°C	Examen directo, concentrados de Willis y Ritchie	190	2 – 5 años	93 (48,9%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 57,8% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 12,0% <i>Entamoeba coli</i> 4,8% <i>Endolimax nana</i> 8,9% <i>Iodamoeba butschlii</i> 2,1% <i>Giardia lamblia</i> 55,4%
Jerez, <i>et al.</i> 2020 <sup>71</sup> (Costa)	La Habana, Cuba	Media 59 ms.n.m	Varía de 18 a 32°C	Examen directo, tinción Ziehl Neelsen modificada y PCR	133	2 – 78 años	42 (31,6%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 12,0% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 3,0% <i>Giardia duodenalis</i> 21,0% <i>Dientamoeba fragilis</i> 16,0% <i>Cryptosporidium</i> spp. 5,0% <i>Cyclospora cayetanensis</i> 1,0%
<b>Ecuador</b>								
Morocho, <i>et al.</i> 2014 <sup>15</sup> (Selva)	Shuar Comunidad indígena amazónica, provincia de Morona Santiago	Media: 800 ms.n.m. Máxima: 5 260 ms.n.m. Mínima: 200 ms.n.m	Promedio 25°C	Examen directo	128	5 – 10 años	46 (35,9%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 7,8% <i>Entamoeba histolytica</i> 18,8% <i>Giardia lamblia</i> 7,8% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 14,8%
Gómez, <i>et al.</i> 2017 <sup>72</sup> (Costa)	Canoa, cantón San Vicente, provincia Manabí	Media: 275 ms.n.m.	Promedio 24,4,°C	Examen directo y concentrado de Ritchie	110	5 – 13 años	42 (38,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 36,06% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 34,43% <i>Giardia lamblia</i> 16,39% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 9,8% <i>Hymenolepis nana</i> 3,27%
Barona, <i>et al.</i> 2018 <sup>73</sup> (Sierra)	Cantón Penipe, provincia Chimborazo	Media: 3 900 ms.n.m. Máxima: 6 310 ms.n.m. Mínima: 100 ms.n.m.	-5 a 30°C	Examen directo	133	5 – 11 años	48 (36,1%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 48% <i>Entamoeba histolytica</i> 42% <i>Endolimax nana</i> 2,0% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 8,0%

Tarupi, <i>et al.</i> 2018 <sup>74</sup> (Sierra)	Quito, provincia Pichincha	Media: 2 953 ms.n.m. Máxima: 5 790 ms.n.m. Mínima: 115 ms.n.m.	-10 a 35°C	Examen directo y concentrado de Ritchie	406	5 – 12 años	119 (29,3%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 3,9% <i>Entamoeba coli</i> 11,1% <i>Entamoeba histolytica</i> 9,6% <i>Endolimax nana</i> 13,5% <i>Iodamoeba butschlii</i> 1,0% <i>Giardia lamblia</i> 1,7% <i>Trichomona hominis</i> 1,2% <i>Chilomastix mesnili</i> 0,5% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 0,2% <i>Hymenolepis nana</i> 0,7%
Durán, <i>et al.</i> 2019 <sup>75</sup> (Costa)	Cantón Paján, provincia Manabí	Media: 350 ms.n.m. Máxima: 100 ms.n.m. Mínima: 0 ms.n.m.	De 17 a 40°C	Examen directo	351	5 – 9 años	159 (45,3%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 0,28% <i>Entamoeba coli</i> 6,55% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 26,50% <i>Endolimax nana</i> 1,99% <i>Iodamoeba butschlii</i> 0,28% <i>Giardia lamblia</i> 6,27% <i>Trichomona hominis</i> 5,41% <i>Chilomastix mesnili</i> 0,28% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 1,14% <i>Enterobius vermicularis</i> 0,57%
Calvopiña, <i>et al.</i> 2019 <sup>18</sup> (Sierra-Costa)	Santo Domingo, provincia Santo Domingo de los Tsáchilas	Media: 800 ms.n.m. Máxima: 1 800 ms.n.m. Mínima: 100 ms.n.m.	Promedio 25,5 ° C	Concentrado de Ritchie	586	6 – 87 años	399 (68,1%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 19,6% <i>Entamoeba coli</i> 27,5% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 12,5% <i>Entamoeba</i> spp. 36,2% <i>Entamoeba hartmanni</i> 10,8% <i>Endolimax nana</i> 4,9% <i>Iodamoeba butschlii</i> 3,6% <i>Giardia duodenalis</i> 3,9% <i>Chilomastix mesnili</i> 1,4% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 0,5%

								<i>Ascaris lumbricoides</i> 29,4% <i>Trichuris trichiura</i> 11,4% <i>Strongyloides stercoralis</i> 0,5% <i>Hymenolepis nana</i> 0,2% <i>Paragonimus westermani</i> 0,3% <i>Amphimerus</i> 0,5%
Boucourt, <i>et al.</i> 2020 <sup>76</sup> (Sierra)	Cantón Babahoyo, provincia Los Ríos y cantón Caluma, provincia Bolívar	Los Ríos: Media: 50 ms.n.m. Máxima: 200 ms.n.m. Mínima: 5 ms.n.m. Bolívar: Media: 2300 ms.n.m. Máxima: 4500 ms.n.m. Mínima: 150 ms.n.m.	Los Ríos: de 17 a 40°C Bolívar: de 0 a 30 °C	Examen directo, concentrado de Ritchie y técnica de Kato Katz.	126	4 – 12 años	111 (88,1%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 52,75% <i>Entamoeba coli</i> 18,55% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 31,10% <i>Endolimax nana</i> 17,55% <i>Giardia lamblia</i> 43,85% <i>Cryptosporidium</i> spp. 13,75% <i>Cystoisospora belli</i> 2,6% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 10,55% <i>Ascaris lumbricoides</i> 28,95% <i>Ancylostomideos</i> 21,65% <i>Trichuris trichiura</i> 10,9% <i>Strongyloides stercoralis</i> 4,1% <i>Taenia saginata</i> 1,0% <i>Hymenolepis nana</i> 3,25%
Murillo, <i>et al.</i> 2020 <sup>20</sup> (Costa)	Parroquia El Anegado, cantón Jipijapa. provincia Manabí	Media: 350 ms.n.m. Máxima: 100 ms.n.m. Mínima: 0 ms.n.m.	17 a 40°C	Examen directo	314	6 – 10 años	178 (56,7%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 25,16% <i>Entamoeba histolytica</i> 40,13% <i>Giardia lamblia</i> 7,64% <b>Helmintos:</b> <i>Hymenolepis nana</i> 0,64%

Murillo, <i>et al.</i> 2020 <sup>77</sup> (Costa)	cantón Jipijapa. provincia de Manabí	Media: 350 ms.n.m. Máxima: 100 ms.n.m. Mínima: 0 ms.n.m.	17 a 40°C	Examen directo concentrado Ritchie	331	3 – 11 años	101 (30,5%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 12,99% <i>Entamoeba coli</i> 7,85% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 6,34% <i>Endolimax nana</i> 13,90% <i>Iodamoeba butschlii</i> 0,30% <i>Giardia lamblia</i> 5,14% <i>Trichomona hominis</i> 0,30% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 0,60%
<b>Guatemala</b>								
Sajmolo, <i>et al.</i> 2019 <sup>78</sup> (Sierra)	Ciudad de Guatemala, Guatemala	Media 1 500 ms.n.m. Máxima 1 500 ms.n.m.	Varía de 13 a 27°C	Examen directo	487	3 – 12 años	57 (11,7%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 27,6% <i>Entamoeba coli</i> 8,6% <i>Entamoeba histolytica</i> 1,7% <i>Endolimax nana</i> 8,6% <i>Iodamoeba butschlii</i> 1,7% <i>Giardia lamblia</i> 19,0% <i>Trichomonas hominis</i> 13,8% <i>Chilomastix mesnili</i> 3,4% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 5,2%
<b>Honduras</b>								
Valle, <i>et al.</i> 2020 <sup>79</sup> (Costa)	San Pedro Sula, departamento Cortés.	Media 83 ms.n.m. Máxima 110 ms.n.m.	Varía de 20 a 33 °C	Examen directo	930	5 – 16 años	571 (61,4%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 16,6% <i>Entamoeba coli</i> 12,8% <i>Entamoeba histolytica</i> 2,6% <i>Entamoeba hartmanni</i> 3,2% <i>Endolimax nana</i> 12,7% <i>Iodamoeba butschlii</i> 4,1% <i>Giardia lamblia</i> 9,0% <i>Trichomona hominis</i> 0,1% <i>Chilomastix mesnili</i> 0,1% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 19,5% <i>Trichuris trichiura</i> 18,6%

								<i>Strongyloides stercoralis</i> 1,1% <i>Ancylostoma necator uncinaria</i> 0,1% <i>Hymenolepis nana</i> 0,2%
<b>México</b>								
Martínez, <i>et al.</i> 2018 <sup>80</sup> (Valle-Sierra)	Iztapalapa, Ciudad de México	Media 2 240 ms.n.m. Máxima 2 820 ms.n.m. Mínima - 12 ms.n.m.	Varía de 6 a 27°C	Técnica de Faust	130	60 – 87 años	54 (41,5%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 16,1% <i>Entamoeba coli</i> 15,4% <i>Entamoeba histolytica</i> 6,9% <i>Iodamoeba butschlii</i> 7,7% <i>Giardia lamblia</i> 7,7% <i>Enteromonas</i> spp. 2,3% <b>Helmintos:</b> <i>Hymenolepis nana</i> 1,5%
Aguilar, <i>et al.</i> 2019 <sup>81</sup> (Costa)	Baja California	Media 3 070 ms.n.m. Máxima 3 100 ms.n.m. Mínima 2 240 ms.n.m.	Varía de 6 a 42 °C	Examen directo y técnica de Willis	46	5 – 80 años	23 (50,0%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 11% <i>Entamoeba histolytica</i> 3,5% <i>Entamoeba</i> spp. 18% <i>Endolimax nana</i> 3,5% <i>Giardia lamblia</i> 3,5% <i>Balantidium coli</i> 3,5% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 21% <i>Toxocara canis</i> 14% <i>Enterobius vermicularis</i> 3,5% <i>Trichuris trichiura</i> 3,5% <i>Hymenolepis nana</i> 7% <i>Taenia</i> spp. 3,5% <i>Fasciola hepatica</i> 3,5%
Galván, <i>et al.</i> 2019 <sup>82</sup> (Costa – Selva)	San Juan Cosala, estado de Jalisco	Media 1 355ms.n.m. Máxima 4 260 ms.n.m.	Promedio 30 °C	Frotis directo, técnica de Faust, formaldehíd o/ acetato de etilo, tinción de Kinyoun	104	< 5 años	81 (77,9%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 49% <i>Entamoeba coli</i> 27,9% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 37,5% <i>Endolimax nana</i> 44,2% <i>Iodamoeba butschlii</i> 2,9% <i>Giardia intestinalis</i> 3,5%

				modificado, tinción de Gram				<i>Chilomastix mesnili</i> 6,7% <i>Cryptosporidium</i> spp. 7,7% <i>Cyclospora cayetanensis</i> 2,9% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 18,3% <i>Ascaris lumbricoides</i> 5,8%
<b>Nicaragua</b>								
Muñoz, <i>et al.</i> 2014 <sup>83</sup> (Costa)	Departamentos de Rio San Juan, San Carlos. Los Chiles, Boca Sábalos, Laureano Mareira y El Castillo.	Rio San Juan Media 4 ms.n.m. San Carlos Media 39 ms.n.m. Los Chiles Media 31 y 43 ms.s.n.m. Boca Sábalos Media 33 ms.n.m. El castillo Media 530 ms.n.m.	Rio San Juan Promedio 24,6 °C San Carlos Promedio 30 °C Los Chiles Promedio 34 °C Boca Sábalos Promedio 25,1 °C El castillo Promedio 25 °C	Examen directo, concentrado de Ritchie y tinción de Zielh Neelsen modificado	382	2 – 15 años	355 (93%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 77,7% <i>Entamoeba coli</i> 29,8% <i>Entamoeba histolytica</i> 15,2% <i>Entamoeba hartmanni</i> 21,5% <i>Endolimax nana</i> 34,8% <i>Iodamoeba butschlii</i> 5,2% <i>Giardia intestinalis</i> 32,5% <i>Chilomastix mesnili</i> 1,6% <i>Cryptosporidium</i> spp. 14,9% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 0,5% <i>Trichuris trichiura</i> 43,2% <i>Ascaris lumbricoides</i> 20,9% <i>Strongyloides stercoralis</i> 1,0% Ancylostomidae 18,6% <i>Hymenolepis nana</i> 2,4%
Muñoz, <i>et al.</i> 2018 <sup>84</sup> (Costa)	Departamentos de Chinandega, León, Managua, Masaya, Carazo, Granada y Rivas	Chinandega Media 46 ms.n.m. León Media 86 ms.n.m. Managua Media 83 ms.n.m. Masaya Media 234 ms.n.m. Carazo Media 364 ms.n.m. Granada Media 46 ms.n.m.	Chinandega Promedio 27,7 °C León Promedio 35 °C Managua Promedio 26,2 °C Masaya Promedio 30°C	Concentraci ón de formol- acetato, método en placa de agar y tinción de Zielh Neelsen modificada	1 217	6 meses – 5 años	830 (68,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos</b> <i>Blastocystis hominis</i> 45,5% <i>Entamoeba coli</i> 21,1% <i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i> 6,2% <i>Entamoeba hartmanni</i> 10,1% <i>Endolimax nana</i> 14,5% <i>Iodamoeba butschlii</i> 2,6% <i>Giardia intestinalis</i> 31,7% <i>Dientamoeba fragilis</i> 0,08% <i>Chilomastix mesnili</i> 3,7% <i>Retortamonas intestinalis</i> 0,4%

		Rivas Media 63 ms.n.m.	Carazo Promedio 31 °C Granada Promedio 32 °C Rivas Promedio 30 °C					<i>Enteromonas hominis</i> 0,08% <i>Cryptosporidium</i> spp. 0,3% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 0,08% <i>Trichuris trichiura</i> 8,2% <i>Ascaris lumbricoides</i> 5,2% <i>Strongyloides stercoralis</i> 0,2% Ancylostomideos 0,4% <i>Trichostrongylus</i> spp. 0,08% <i>Hymenolepis nana</i> 1,9% <i>Hymenolepis diminuta</i> 0,08%
<b>Panamá</b>								
Arosemena, <i>et al.</i> 2014 <sup>85</sup> (Costa)	Región del Pacífico	Máxima 1 845 ms.n.m. Media 340 ms.n.m.	Promedio de 24 a 25 °C	Examen directo, concentrado de Ritchie y técnica de Willis	74	2 meses y 76 años	61 (82,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 20,5% <i>Entamoeba coli</i> 16,4% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 14,4% <i>Giardia intestinalis</i> 18,3% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 4,6%
Valdés, <i>et al.</i> 2019 <sup>86</sup> (Costa)	Corregimiento de Chingola, provincia de Bocas del Toro	Media 10 ms.n.m.	Varía de 23 a 30°C	Examen directo, concentrado de Ritchie y coloración de Kinyoun	207	5 – 12 años	159 (76,8%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 38,0% <i>Entamoeba histolytica</i> 73,0% <i>Endolimax nana</i> 29,0% <i>Giardia intestinalis</i> 47,0% <i>Cryptosporidium</i> spp. 28% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 79,0% <i>Ascaris lumbricoides</i> 86,0% Ancylostomideos 49,0% <i>Strongyloides stercoralis</i> 28,0% <i>Taenia</i> spp. 15,0%
Echagüe, <i>et al.</i> 2015 <sup>87</sup> (Costa)	Distritos de Abaí y Tavai, departamento de Caazapá	Abaí Media 155 ms.n.m. Tavai Media 186 ms.n.m.	Abaí Media 21°C Tavai Media 29°C	Examen directo, concentrado de Ritchie y Willis	247	0 – 5 años	113 (45,7%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 18,8% <i>Entamoeba coli</i> 11,5% <i>Giardia lamblia</i> 18,8% <b>Helmintos:</b>



								<i>Ascaris lumbricoides</i> 2,9% <i>Hymenolepis nana</i> 7,2% <i>Taenia</i> spp. 1,5%
Cardozo, <i>et al.</i> 2017 <sup>88</sup> (Sierra)	Distrito Minga Guazú, departamento Alto Paraná	Media 260 ms.n.m.	Varía de 12 a 33°C	Examen directo, Hoffman y Willis	184	6 – 14 años	97 (52,7%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 33,7% <i>Entamoeba coli</i> 7,1% <i>Entamoeba histolytica</i> 0,5% <i>Endolimax nana</i> 3,8% <i>Giardia lamblia</i> 35,3% <b>Helmintos:</b> <i>Hymenolepis nana</i> 6,0%
<b>Perú</b>								
Cabada, <i>et al.</i> 2015 <sup>89</sup> (Sierra)	Distrito de Huancarani, Paucartambo, provincia en la región Cuzco	Máxima 6 372 ms.n.m. Mínima 532 ms.n.m.	Varía de 0 a 19 °C	Examen directo y método de sedimentación rápida	240	2 – 12 años	113 (47,1%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Giardia intestinalis</i> 4,7 <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 14,2% <i>Trichuris trichiura</i> 1,3% <i>Ancylostomideos</i> 1,7% <i>Strongyloides stercoralis</i> 0,8% <i>Hymenolepis nana</i> 9,3% <i>Fasciola hepatica</i> 9,6%
Iannacone, <i>et al.</i> 2016 <sup>90</sup> (Costa)	Escolares del distrito de Santiago de Surco, provincia de Lima	Media 72 m.s.n.m	Promedio 26 °C	Examen directo	192	4 – 12 años	105 (54,7%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 12,5% <i>Entamoeba coli</i> 22,9% <i>Endolimax nana</i> 19,3% <i>Iodamoeba butschlii</i> 3,1% <i>Giardia duodenalis</i> 4,7 <i>Chilomastix mesnili</i> 0,5% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 10,4% <i>Ascaris lumbricoides</i> 1,6% <i>Trichuris trichiura</i> 0,5% <i>Ancylostomideos</i> 1,6% <i>Strongyloides stercoralis</i> 0,8% <i>Hymenolepis nana</i> 1,0% <i>Hymenolepis diminuta</i> 0,5%

Nakandakari, <i>et al.</i> 2016 <sup>91</sup> (Costa)	Niños comunidad rural, provincia de Lima	Media 161 m.s.n.m	Varía de 15 a 27 °C	Examen directo y método de Graham	36	1 – 10 años	32 (88,9%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 33,3% <i>Entamoeba coli</i> 27,8% <i>Endolimax nana</i> 11,1% <i>Giardia lamblia</i> 11,1% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 27,8% <i>Ascaris lumbricoides</i> 11,1% <i>Trichuris trichiura</i> 5,6% <i>Hymenolepis nana</i> 5,6%
Choi, <i>et al.</i> 2017 <sup>12</sup> (Sierra)	Distrito de Amarilis, departamento Huánuco	Media 1 910 ms.n.m.	De 14,5°C	Frotis directo con microscopía óptica	185	2 – 10 años	185 (100%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 5,4% <i>Iodamoeba butschlii</i> 11,9% <i>Giardia lamblia</i> 15,1% <i>Chilomastix mesnili</i> 9,2% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 1,1% <i>Ascaris lumbricoides</i> 37,3% <i>Trichuris trichiura</i> 6,5% <i>Strongyloides stercoralis</i> 3,2% <i>Hymenolepis nana</i> 8,1%
Morales, <i>et al.</i> 2019 <sup>92</sup> (Sierra)	Distritos de Quellouno y Limatambo, región Cuzco	Máxima 6 372 Mínima 532 ms.n.m.	Varía de 0 a 19 °C	Examen directo, cultivo en placa de agar, método de sedimentación rápida de Lumbreas y técnica de Baermann	462	13 – 52 años	232 (50,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 14,9% <i>Giardia</i> spp. 15,8% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 1,9% <i>Strongyloides stercoralis</i> 24,5% <i>Trichuris trichiura</i> 5,8% <i>Ancylostoma</i> 11,5% <i>Hymenolepis nana</i> 3,5%
Zuta, <i>et al.</i> 2019 <sup>93</sup> (Costa)	Distrito de la Perla Callao, provincia Constitucional del Callao	Media 18 ms.n.m.	Promedio 24°C	Técnica de sedimentación espontánea en tubo y	120	3 – 5 años	65 (54,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba coli</i> 59,3% <i>Endolimax nana</i> 22% <i>Giardia lamblia</i> 18,8%

				técnica de Graham				<b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 40,8%
<b>República Dominicana</b>								
Childers, <i>et al.</i> 2014 <sup>94</sup> (Costa)	Verón, Punta Cana	Media 28 ms.n.m.	Promedio 27,4°C	Técnicas de Willis	128	2 – 15 años	127 (99,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Entamoeba histolytica</i> 21,1% <i>Giardia duodenalis</i> 22,7% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 8,5% <i>Ascaris lumbricoides</i> 43,8%
<b>Uruguay</b>								
Cabrera, <i>et al.</i> 2017 <sup>95</sup> (Costa)	Los Ángeles, departamento Montevideo	Media 43 ms.n.m. Máxima 136 ms.n.m.	Varía de 7 a 27°C	Examen directo, concentrado de Ritchie y técnica de Graham	317	0 – 5 años	97 (30,6%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis hominis</i> 1,9% <i>Entamoeba coli</i> 1,6% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 0,3% <i>Endolimax nana</i> 1,9% <i>Giardia lamblia</i> 18,6% <i>Cryptosporidium</i> spp. 0,6% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 6,6% <i>Enterobius vermicularis</i> 5,7% <i>Trichuris trichiura</i> 1,3% <i>Hymenolepis nana</i> 0,3%
Assandri, <i>et al.</i> 2018 <sup>96</sup> (Sierra)	Los Ángeles, departamento Montevideo	Media 43 ms.n.m. Máxima 136 ms.n.m.	Varía de 7 a 27°C	Concentrado de Ritchie y Hoffman	136	6 – 48 meses	82 (60,3%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>E. histolytica/E. dispar</i> 3% <i>Giardia lamblia</i> 46% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 24% <i>Trichuris trichiura</i> 15% <i>Hymenolepis nana</i> 13%
<b>Venezuela</b>								
Bracho, <i>et al.</i> 2014 <sup>97</sup> (Costa)	Toromo, estado Zulia	Media 16 ms.n.m.	De 24 a 34 °C	Examen directo, concentrado de Ritchie y coloración de Kinyoun	167	2 – 12	143 (85,6%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 48,68% <i>Entamoeba coli</i> 43,42% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 23,68% <i>Endolimax nana</i> 38,16%

								<i>Iodamoeba butschlii</i> 3,95% <i>Giardia duodenalis</i> 26,32% <i>Pentatrichomonas hominis</i> 10,53% <i>Chilomastix mesnili</i> 5,26% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 63,16% <i>Trichuris trichiura</i> 23,68% <i>Ancylostomideos</i> 23,68% <i>Strongyloides stercoralis</i> 14,47% <i>Hymenolepis nana</i> 7,89%
Humbría, <i>et al.</i> 2014 <sup>98</sup> (Costa)	Arenales, estado de Falcón	Media 208 ms.n.m. Máxima 2 055 ms.n.m.	De 34 °C	Técnica de Graham	113	3 – 13 años	26 (23,0%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 23,0%
Devera, <i>et al.</i> 2015 <sup>4</sup> (Selva)	Municipios de Heres y Caroní, ciudad Bolívar, estado Bolívar	Media 54 ms.n.m.	De 23 a 35 °C	Técnica de sedimentación espontánea	921	5 – 15 años	637 (69,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 49,3% <i>Entamoeba coli</i> 11,7% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 0,2% <i>Endolimax nana</i> 14,5% <i>Iodamoeba butschlii</i> 2,3% <i>Giardia lamblia</i> 12,8% <i>Chilomastix mesnili</i> 0,6% <i>Pentatrichomonas hominis</i> 0,1% <b>Helmintos:</b> <i>Enterobius vermicularis</i> 0,2% <i>Ascaris lumbricoides</i> 5,5% <i>Trichuris trichiura</i> 3,5% <i>Ancylostomideos</i> 0,3% <i>Strongyloides stercoralis</i> 0,2% <i>Hymenolepis nana</i> 0,6%
Pocaterra, <i>et al.</i> 2015 <sup>99</sup> (Costa)	Altagracia de Montaña, estado Miranda	Media 63 ms.n.m.	Varía de 19 a 31 °C	Examen directo, técnica de Kato Katz y cultivo en agar	492	<11 años	295 (60,0%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 30,5% <i>E. histolytica/E. dispar</i> 7,7% <i>Giardia duodenalis</i> 11,6% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 15,8%

								<i>Trichuris trichiura</i> 10,6% <i>Strongyloides stercoralis</i> 3,1% <i>Enterobius vermicularis</i> 0,2% <i>Hymenolepis nana</i> 0,2% <i>Hymenolepis diminuta</i> 0,2%
Brito, <i>et al.</i> 2017 <sup>10</sup> (Costa)	Barrancas del Orinoco, municipio de Sotillo, estado Monagas	Media: 31 ms.n.m.	De 22 a 33 °C	Examen directo, técnica de Kato Katz y coloración de Kinyoun	64	0 – 15 años	59 (92,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 46,9% <i>Entamoeba coli</i> 28,8% <i>E. histolytica/E. dispar</i> 1,7% <i>Endolimax nana</i> 6,8% <i>Iodamoeba butschlii</i> 1,7% <i>Giardia lamblia</i> 23,7% <i>Trichomonas hominis</i> 6,8% <i>Chilomastix mesnili</i> 3,4% <i>Balantidium coli</i> 1,7% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 67,2% <i>Trichuris trichiura</i> 47,5% <i>Enterobius vermicularis</i> 1,7% Ancylostomideos 33,9% <i>Strongyloides stercoralis</i> 11,9%
Portillo, <i>et al.</i> 2018 <sup>100</sup> (Costa)	Puerto la Cruz, estado Anzoátegui	Media 292 ms.n.m.	De 22 a 33 °C	Examen directo	23	25 – 65 años	15 (65,2%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 33,33% <i>Entamoeba coli</i> 47,63% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 9,52% <i>Trichuris trichiura</i> 9,52%
Gotera, <i>et al.</i> 2019 <sup>2</sup> (Costa)	Comunidades Arismendi, Santa Rosalía y San Fernando, parroquia Cacique Mara, estado Zulia	Media 16 ms.n.m.	Varía de 24 a 34 °C	Examen directo	345	1 – 90 años	159 (46,1%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 72,0% <i>Entamoeba coli</i> 18,0% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 17,0% <i>Endolimax nana</i> 23,0% <i>Giardia intestinalis</i> 10,0% <b>Helmintos:</b> <i>Strongyloides stercoralis</i> 1,0%

Gastiaburu <i>et al.</i> 2019 <sup>11</sup> (Costa)	Barrancas del Orinoco, estado Monagas	Media 12 ms.n.m.	27,5 °C	Examen directo, técnica de Kato Katz y coloración de Kinyoun	118	Menores de 15 años	101 (85,6%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 21,64% <i>Entamoeba coli</i> 19,95% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 0,94% <i>Endolimax nana</i> 48,68% <i>Iodamoeba butschlii</i> 3,97% <i>Giardia lamblia</i> 13,79% <i>Dientamoeba fragilis</i> 1,04% <i>Chilomastix mesnili</i> 1,98% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 63,68% <i>Trichuris trichiura</i> 39,95% Ancylostomideos 9,53% <i>Strongyloides stercoralis</i> 2,83% <i>Hymenolepis nana</i> 1,88%
Lacoste, <i>et al.</i> 2014 <sup>101</sup> (Costa)	Vegón de Nutrias, municipio Sosa, estado Barinas	Media 160 ms.n.m. Máxima 4 000 ms.n.m. Mínima 100 ms.n.m.	Varía de 22 a 34 °C	Examen directo, concentrado de Ritchie y técnica de Kato Katz.	262	< 15 años	235 (89,7%)	<b>Prevalencia total:</b> <b>Protozoos:</b> <i>Blastocystis</i> spp. 36,6% <i>Entamoeba coli</i> 32,1% <i>E. histolytica/ E. dispar</i> 6,1% <i>Endolimax nana</i> 38,9% <i>Iodamoeba butschlii</i> 2,3% <i>Giardia lamblia</i> 32,1% <i>Chilomastix mesnili</i> 2,3% <b>Helmintos:</b> <i>Ascaris lumbricoides</i> 1,9% Ancylostomideos 2,3%

## Discusión

Los artículos revisados demuestran que las infecciones parasitarias intestinales continúan siendo un grave problema de salud pública, causando una significativa tasa de morbilidad, en el territorio latinoamericano. Se considera que, las condiciones sanitarias y climáticas son factores de riesgo asociados a la transmisión de enteroparásitos, siendo afectados individuos que resultan ser los más vulnerables como los niños que poseen un sistema inmune inmaduro, los ancianos por desgaste de la inmunidad, los individuos inmunocomprometidos y las poblaciones de escasos recursos con condiciones sanitarias inadecuadas, como aquellos que viven en el medio rural o en situación marginal.

Las condiciones higiénico sanitarias tienen gran influencia en la elevada prevalencia de parásitos intestinales que se presenta en ciudades latinoamericanas, como lo revela Falcone, *et al.*<sup>48</sup> en Ciudad de La Plata, provincia de Buenos Aires, Argentina, donde se detectó mayor prevalencia de enteroparásitos, tanto en niños como adultos, describiendo considerables prevalencias de especies comensales y patógenas: *Blastocystis* spp., 58,9%, *Entamoeba coli* 26,3%, *Endolimax nana* 15,7% y *Giardia lamblia* 24,0%. Igualmente, la investigación realizada por Fillot, *et al.*,<sup>59</sup> en Colombia en los distritos de Barranquilla y Galapa, departamento del Atlántico, describen que circulan las mismas especies encontradas en Buenos Aires: *Blastocystis hominis* 22,1%, *Entamoeba coli* 10,5%, *Endolimax nana* 9,0% y *Giardia intestinalis* 9,7%.

Gracias a la coloración de Kinyoun y la técnica de concentración de Kato-Katz Jeske, *et al.*,<sup>54</sup> en el estado de Rio Grande del Sur, ciudad de Pelotas en Brasil, reportan mayor cantidad de especies sumando coccidios y geohelminetos: *Entamoeba coli* 31,1%, *Endolimax nana* 26,6%, *Giardia lamblia* 26,6% y *Cryptosporidium* spp. 13,3% y *Ascaris lumbricoides* 33,3%. Mientras que, Jerez, *et al.*<sup>71</sup> en el año 2020 en La Habana, Cuba, demuestran mayor porcentaje de protozoos: *Blastocystis* spp. 12,0%, *Giardia duodenalis* 21,0%, entre los que se destaca *Dientamoeba fragilis* 16,0%.

Igualmente, en Chile Barra, *et al.*,<sup>56</sup> describen en Puerto Montt, sector de Lenca y Chamiza, prevalencia de *Endolimax nana* 42,9%, *Blastocystis hominis* 33,3% y *Entamoeba coli* 19,0%. También, en Ecuador Murillo, *et al.*<sup>20</sup> comprueba el predominio de protozoos en Jipijapa provincia de Manabí: *Blastocystis* spp. 12,99%, *Endolimax nana* 13,90%, *Entamoeba coli* 7,85%. Por el contrario, Carmona, *et al.*,<sup>3</sup> en Urabá, departamento de Antioquia, Colombia,

señalan el predominio de geohelminthos como *Ascaris lumbricoides* 45%, *Trichuris trichiura* 45% y *Necator americanus* 45%. Similar a lo encontrado en México por Aguilar, *et al.*, quienes describen el 64% de helmintos y observan *Toxocara canis*, parásito de cánidos.

En las localidades en las cuales la altitud sobrepasa los 500 ms.n.m, considerados climas fríos, no evolucionan bien los geohelminthos, debido a las características del suelo, determinadas principalmente por la altitud y las bajas temperaturas, Sin embargo, circulan mayor cantidad de parásitos de transmisión hídrica y alimentaria que no requieren evolucionar en el suelo, como lo indica Zurita, *et al.*,<sup>49</sup> en el departamento de Cochabamba, Bolivia, donde destacan la prevalencia de protozoos: *Blastocystis hominis* 44,53%, *Entamoeba coli* 26,22% y *Giardia lamblia* 10,56%. Igualmente, a gran altitud, en el cantón Penipe, provincia Chimborazo, ubicado en la sierra ecuatoriana, Barona, *et al.*,<sup>73</sup> describen considerables prevalencias de *Entamoeba coli* 48% y *Entamoeba histolytica* 42%. Mientras que, en Guatemala Sajmolo, *et al.*,<sup>78</sup> les dan más importancia a los flagelados: *Giardia lamblia* 19,0% y *Trichomonas hominis* 13,8%, sin desestimar la mayor prevalencia de *Blastocystis hominis* 27,6%,

La manera más común de realizar el diagnóstico de parásitos intestinales es el examen directo, como se evidencia en la mayoría de los artículos publicados. Se reconoce que, esta técnica debe complementarse con técnicas de concentración, para aumentar la probabilidad de hallazgo de las diferentes formas parasitarias. Además, deben ser aplicadas técnicas especiales de acuerdo al parásito que se necesite diagnosticar, como lo describe Navone, *et al.*,<sup>46</sup> con el empleo de Graham para el diagnóstico de *Enterobius vermicularis*. Las tinciones facilitan la visualización de las estructuras parasitarias, indispensables para la identificación morfológica. Así lo demostró Zurita *et al.*,<sup>49</sup> al estudiar 3 726 individuos a quienes les realizaron diagnóstico de coccidios con la tinción de Zielh Neelsen modificado e inmunodiagnóstico con ELISA.

El uso del método molecular donde se manejan técnicas de mayor sensibilidad y especificidad como la PCR, la hibridación *in situ*, entre otras, se emplean actualmente para mejorar el diagnóstico, como lo afirma, Cimino, *et al.*,<sup>45</sup> quienes refieren que el uso único de microscopía estándar no es suficiente debido a su baja sensibilidad y especificidad, sugieren que se complemente con un método de alta sensibilidad diagnóstica como la qPCR multiparalela debido a que detecta simultáneamente las infecciones por Ancylostomideos, *S. stercoralis* y *G. duodenalis* en pacientes asintomáticos.



## Prevalencia parasitaria total, de protozoos y helmintos en los países de Latinoamérica

### Análisis e Interpretación

Del resultado obtenido en las publicaciones realizadas en 18 países de América latina y el Caribe, se registra la mayor prevalencia parasitarias en República Dominicana (99,2%), seguida de la detectada en Panamá (85,05%), Nicaragua (74,11%), Colombia (69,99%) y Argentina (69,45%). El mayor porcentaje de individuos infectados con protozoos se detecta en República Dominicana (99,2%), Panamá (77,58%), Nicaragua (71,23%) y Colombia (protozoos (68,06%). Mientras que, la mayor proporción de helmintos se describe en Panamá (65,84%) (Ver Tabla 2).

**Tabla 2.** Prevalencia parasitaria total, de protozoos y helmintos en los países de Latinoamérica

País	Nº Individuos estudiados	Nº de infectados	Prevalencia %	Nº Individuos con protozoos	% Individuos con protozoos	Nº Individuos con helmintos	% Individuos con helmintos
Argentina	4190	2910	69,45	2556	61,00	1224	29,21
Bolivia	3996	1538	38,49	1461	36,56	388	9,71
Brasil	2187	1111	50,80	958	43,80	283	12,94
Chile	103	53	51,46	9	8,74	1	0,97
Colombia	4155	2908	69,99	2828	68,06	648	15,60
Costa Rica	673	162	24,07	202	30,01	5	0,74
Cuba	323	135	41,80	135	41,80	0	0
Ecuador	2485	1203	48,41	735	29,58	239	9,62
Guatemala	487	57	11,70	16	3,29	3	0,62
Honduras	930	571	61,40	283	30,43	176	18,92
México	280	158	56,43	151	53,93	50	17,86
Nicaragua	1599	1185	74,11	1139	71,23	361	22,58
Panamá	281	239	85,05	218	77,58	185	65,84
Paraguay	431	210	48,72	280	64,97	34	7,89
Perú	1235	732	59,27	304	24,62	303	24,53
Rep. Dominicana	128	127	99,22	29	99,22	56	43,75
Uruguay	453	179	39,51	122	26,93	54	11,92
Venezuela	2505	1670	66,67	1331	53,13	415	16,57
<b>TOTAL</b>	<b>26441</b>	<b>15148</b>	<b>57,29</b>	<b>12757</b>	<b>48,25</b>	<b>4425,00</b>	<b>29,21</b>

### Discusión

El análisis de diferentes documentos científicos muestra un alto índice de infecciones parasitarias por protozoos en diferentes países de América latina.

El estudio realizado por Childers, *et al.*<sup>94</sup>, en Verón, Punta Cana, República Dominicana muestran la prevalencia parasitaria más elevada 99,22% (127 infectados/128 estudiados), es posible que esto ocurra porque es una zona de la costa centroamericana, localizada a 28 ms.nm., con un promedio de temperatura de 27,4°C donde probablemente circulan gran cantidad de parásitos debido a que las condiciones medioambientales favorecen la transmisión, cabe destacar, la influencia que puede haber tenido en el resultado que se analizaron niños y adolescentes entre 2 y 15 años, que es un grupo etario donde son frecuentes las infecciones parasitarias. Finalmente, se argumenta que este alto porcentaje de infección se detectó en el coproparasitario, empleando simultáneamente examen directo y una técnica de concentración.

De acuerdo con Falcone, *et al.*<sup>48</sup>, Cimino, *et al.*<sup>45</sup>, Navone, *et al.*<sup>46</sup>, y Zonta, *et al.*<sup>47</sup> en Argentina se calcula una prevalencia parasitaria total de 69,45% (2 910 infectados) de un total de 4 190 individuos estudiados. Con una mayor prevalencia de infectados por protozoos 61% (2 556) que por helmintos 29,21% (1 224).

Comparando con otros resultados como los realizados por Fillot, *et al.*<sup>59</sup>, y otros en Colombia mostraron una frecuencia parasitaria de 69,99% (2 908 infectados), con 68,06% infectados por protozoos y 15,50% con helmintos.

Estos resultados se explican por las inadecuadas prácticas sanitarias y el bajo nivel socioeconómico en que viven estas poblaciones. Resultados que coinciden con lo publicado por Valle, *et al.*<sup>79</sup>, en Honduras que mostró una prevalencia parasitaria de 61,40% (571 infectados) obteniendo mayor prevalencia de protozoos 30,43% que de helmintos 18,92%, que además de los factores socioeconómicos influye la edad de la población investigada, conociendo que los niños albergan mayor cantidad de parásitos que los adultos.

En Ecuador la prevalencia parasitaria total, calculada al promediar la descrita por varios autores, resulta una prevalencia parasitaria de 48,41% siendo la proporción de protozoos 29,58% superior a la de helmintos 9,62%. En el país 1 de 9 documentos científicos analizados no reportó la prevalencia total de protozoos y helmintos, se calcularon en base a la mayor prevalencia de

las diferentes descritas en cada caso, lo que resulta en un subregistro, por lo que baja el promedio de la prevalencia total, que puede ser mayor al resultado obtenido a través de esta investigación.

## **Prevalencia de protozoos en los países de Latinoamérica**

### **Análisis e Interpretación**

En la Tabla 3 se muestra la prevalencia obtenida de protozoos, el parásitos con más prevalencia es *Blastocystis* spp., con (53,21%) en Nicaragua, seguido de Argentina (35,10%) y México (25,71%), *E. histolytica/ E. dispar* (57,65%) en Panamá y (17,50%) en México, *E. coli* (32,38%) en Panamá y (23,20%) en Nicaragua, *E. hartmanni* (12,82%) en Nicaragua, *Entamoeba* spp., (8,53%) en Ecuador, *Endolimax nana* (22,06%) en Panamá y (19,32%) en Nicaragua, *Iodamoeba butschlii* (4,64%) en México y (4,08%) en Honduras, *Giardia duodenalis* (39,86%) en Panamá, (31,86%) en Nicaragua y (27,85%) en Brasil, *Dientamoeba fragilis* (4,95%) en Cuba, *Chilomastix mesnili* (3,19%) en Nicaragua y (2,50%) en México, *Enteromonas hominis* (1,77%) en Argentina, *Retortamonas hominis* (0,31%) en Nicaragua, *Pentatrichomonas hominis* (1,64%) en Guatemala, *Cryptosporidium* spp., (20,64%) en Panamá, *Cyclospora cayetanesis* (1,07%) en México, *Cystoisospora belli* (0,41%) en Colombia, *Sarcocystis* spp., (0,41%) en Brasil y *Balantidium coli* (0,36%) en México.

**Tabla 3.** Prevalencia de protozoos en los países de Latinoamérica

Países	Prevalencia Protozoos (%)																	
	<i>Blastocystis</i> spp.	<i>E. histolytica</i> / <i>E. dispar</i>	<i>E. coli</i>	<i>E. hartmanni</i>	<i>Entamoeba</i> spp.	<i>Endolimax nana</i>	<i>Iodamoeba butschlii</i>	<i>Giardia duodenalis</i>	<i>Dientamoeba fragilis</i>	<i>Chilomastix mesnili</i>	<i>Enteromonas hominis</i>	<i>Retortamonas intestinalis</i>	<i>Pentatrichomonas hominis</i>	<i>Cryptosporidium</i> spp.	<i>Cyclospora cayentanensis</i>	<i>Cystoisospora belli</i>	<i>Sarcosystis</i> spp.	<i>Balanidium coli</i>
Argentina	35,70	0	11,00	0	0	7,21	1,05	19,57	0	1,24	<u>1,77</u>	0	0	0,14	0	0	0,02	0
Bolivia	21,65	3,95	14,69	0,28	0	0,40	0,50	7,41	0	2,38	0	0	0,38	0	0	0,20	0	0
Brasil	9,88	1,74	9,24	1,55	0,18	9,33	0,22	27,85	0	0,14	0	0	0	0,87	0,14	0	<u>0,41</u>	0,09
Chile	6,80	0,00	3,88	0	0	8,74	0	0,97	0	0,97	0	0	0	0	0	0	0	0
Colombia	18,58	16,15	11,19	0,67	0	10,30	1,94	25,94	0,02	0,34	0	0	0	0,34	0,22	<u>0,41</u>	0	0
Costa Rica	7,13	1,04	7,58	1,49	0	7,73	0,74	8,02	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Cuba	18,58	4,02	2,79	0	0	5,26	1,23	20,74	<u>4,95</u>	0	0	0	0	1,55	0,31	0	0	0
Ecuador	9,42	15,98	15,13	2,54	<u>8,53</u>	6,32	1,08	6,12	0	0,44	0	0	1,01	0,60	0	0,12	0	0
Guatemala	3,29	0,21	1,03	0	0	1,03	0,20	2,26	0	0,41	0	0	<u>1,64</u>	0	0	0	0	0
Honduras	16,56	2,58	12,80	3,23	0	12,69	4,08	9,03	0	0,11	0	0	0,11	0	0	0	0	0
México	25,71	17,50	18,57	0	1,79	16,79	<u>4,64</u>	5,36	0	2,50	1,07	0	0	2,86	<u>1,07</u>	0	0	<u>0,36</u>
Nicaragua	<u>53,21</u>	8,32	23,20	<u>12,82</u>	0	19,32	3,25	31,89	0,06	<u>3,19</u>	0,06	<u>0,31</u>	0	3,81	0	0	0	0
Panamá	5,34	<u>57,65</u>	<u>32,38</u>	0	0	<u>22,06</u>	0	<u>39,86</u>	0	0	0	0	0	<u>20,64</u>	0	0	0	0
Paraguay	25,06	0,23	9,51	0	0	1,62	0	25,75	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Perú	9,31	0	7,45	0	0	4,45	2,26	14,74	0	1,46	0	0	0	0	0	0	0	0
Rep. Dominicana	0	21,09	0	0	0	0	0	22,66	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Uruguay	1,32	1,10	1,10	0	0	1,32	0	26,93	0	0	0	0	0	0,44	0	0	0	0
Venezuela	36,11	4,03	12,14	0	0	14,45	1,43	12,85	0,04	0,80	0	0	0,56	0	0	0	0	0,04
<b>TOTAL</b>	<b>22,46</b>	<b>6,76</b>	<b>12,23</b>	<b>1,44</b>	<b>0,84</b>	<b>8,15</b>	<b>1,33</b>	<b>17,30</b>	<b>0,07</b>	<b>1,04</b>	<b>0,29</b>	<b>0,02</b>	<b>0,24</b>	<b>0,02</b>	<b>0,02</b>	<b>0,02</b>	<b>0,02</b>	<b>0,24</b>

## Discusión

Después de analizar los resultados obtenidos de los documentos científicos de la mayor parte de los países de América latina se comprueba que, el parásito más prevalente es *Blastocystis* spp., seguido de *Giardia duodenalis* y *Entamoeba histolytica*. Resultado que concuerda con lo señalado por Navone, *et al.*<sup>46</sup> en Argentina, quienes manifiestan que, la variedad de suelos y condiciones climáticas en las diferentes zonas del país donde existen factores de riesgo, donde la población mantiene un bajo nivel socioeconómico e higiénicosanitario son el escenario que favorece la transmisión de enteroparásitos.

La elevada prevalencia parasitaria por protozoos se replica en los resultados descritos por Muñoz, *et al.*<sup>83</sup>, en Nicaragua donde el porcentaje de protozoos es de 71,23%, al igual que Valdés, *et al.*<sup>86</sup> en Panamá donde alcanza el 77,58% y Gotera, *et al.*<sup>2</sup> en Venezuela con el 53,13%, quienes discuten las considerables niveles de parasitismo encontrado, especialmente en comunidades rurales e indígenas, encontrando la explicación en la falta de educación higiénica, deficientes infraestructuras sanitarias, y las favorables condiciones ambientales que permiten una elevada transmisión de estos parásitos.

En la costa de Panamá, Arosemena, *et al.*<sup>85</sup> y Valdés, *et al.*<sup>86</sup> reportan un 26,4% de casos de *Cryptosporidium* spp., resultados que contrastan con los obtenidos por Boucourt, *et al.*<sup>76</sup> quienes registran 1,2% de la coccidiosis en la sierra ecuatoriana, considerando que la mayor transmisión es posible por la dispersión de ooquistes en los diferentes cuerpos hídricos, así como, la contaminación de vegetales (frutas y verduras) que se consumen crudos sin la adecuada higienización.

Solamente en dos países, se describe el parasitismo por *Dientamoeba fragilis*, en Cuba reportan 11,9%<sup>71</sup> y en Venezuela 0,1%<sup>11</sup>, de prevalencia, es posible que la ausencia de esta especie de flagelado en el resto de los países analizados, se debe a que suele pasar desapercibida, porque se requiere la coloración de Hematoxilina férrica para su visualización, o la experticia del analista que sepa reconocer quiste y trofozoítos en el examen directo,

## Prevalencia de helmintos en los países de Latinoamérica

### Análisis e Interpretación

En la Tabla 4 se muestra la prevalencia total de helmintos, este promedio se calcula a partir de los datos obtenidos en todos países, así resultó *Ascaris lumbricoides* el más prevalente con un porcentaje total de 9,62%, donde se destaca los mayores porcentajes en Panamá (64,41%), República Dominicana (43,75%) y Colombia (20,87%). El promedio de *Trichuris trichiura* (6,82%) corrobora lo detectado en la mayoría de los países, donde se describe como la segunda especie más prevalente después de *A. lumbricoides*. En el cálculo del promedio de *Enterobius vermicularis* (5,83%), se destaca la influencia del 58,72% detectado en Panamá y el 27,95% en Argentina, diagnosticado con la técnica de Graham, frente a las bajas prevalencias detectadas con examen directo. En cuarto lugar, se encuentran los Ancylostomideos (5,4,3%), porcentaje influenciado por los descritos en zonas de costa y selva como ocurre en Panamá (36,3%) y Colombia (17,6%). Igualmente, ocurre con *Strongyloides stercoralis* con la mayor descripción en zonas de baja altitud de Panamá (21,00%) y Colombia (11,19%). Los demás helmintos se encuentran en prevalencia promedios menores a 2%, aunque merece la pena destacar las prevalencias de *Trichostrongylus* spp. (0,06%) en Nicaragua, *Hymenolepis nana* (6,73%) en Paraguay y Perú (4,62%), *Hymenolepis diminuta* (0,18%) en Brasil, *Taenia* spp., (11,39%) en Panamá, *Fasciola hepatica* (1,86%) en Perú, *Schistosoma mansoni* (0,23%) en Brasil, *Paragonimus westermani* (0,08%) en Ecuador, *Amphimerus* (0,12%) en Ecuador y *Toxocara canis* en México (1,43%) y Brasil (0,82%).

**Tabla 4.** Prevalencia de helmintos en los países de Latinoamérica

Países	Prevalencia Helmintos (%)													
	<i>Enterobius vermicularis</i>	<i>Ascaris lumbricoides</i>	<i>Trichuris trichiura</i>	Ancylostomidos	<i>Strongyloides stercoralis</i>	<i>Trichostrongylus</i> spp.	<i>Hymenolepis nana</i>	<i>Hymenolepis diminuta</i>	<i>Taenia</i> spp.	<i>Fasciola hepatica</i>	<i>Schistosoma mansoni</i>	<i>Paragonimus westermani</i>	<i>Amphimerus</i>	<i>Toxocara canis</i>
Argentina	27,95	3,63	1,48	8,52	3,60	0	3,84	0	0	0	0	0	0	0
Bolivia	0,03	0,18	0	0,15	0,40	0	1,30	0	0,10	0	0	0	0	0
Brasil	1,37	10,33	2,51	0,73	1,14	0	1,10	<u>0,18</u>	0,59	0	<u>0,23</u>	0	0	0,82
Chile	0	0,97	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Colombia	0,05	20,87	<u>22,29</u>	17,57	11,19	0	1,20	0	0	0	0	0	0	0
Costa Rica	0	0,45	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Cuba	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Ecuador	0,76	9,58	3,18	0,97	0,32	0	0,32	0	0,04	0	0	<u>0,08</u>	<u>0,12</u>	0
Guatemala	0	0,62	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Honduras	0	19,46	18,60	0,11	0,22	0	1,08	0	0	0	0	0	0	0
México	7,14	4,29	0,36	0	0	0	1,43	0	0,36	0,36	0	0	0	<u>1,43</u>
Nicaragua	0,19	8,94	16,57	4,75	0,38	<u>0,06</u>	2,00	0,06	0	0	0	0	0	0
Panamá	<u>58,72</u>	<u>64,41</u>	0	<u>36,30</u>	<u>21,00</u>	0	0	0	<u>11,39</u>	0	0	0	0	0
Paraguay	0	1,62	0	0	0,00	0	<u>6,73</u>	0	0,93	0	0	0	0	0
Perú	6,56	9,64	3,64	4,86	9,80	0	4,62	0,08	0	<u>1,86</u>	0	0	0	0
Rep. Dominicana	8,59	43,75	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0	0
Uruguay	3,97	11,92	5,30	0	0	0	4,19	0	0	0	0	0	0	0
Venezuela	0,84	11,74	6,95	2,42	1,56	0	0,60	0,04	0	0	0	0	0	0
<b>TOTAL</b>	<b>5,83</b>	<b>9,62</b>	<b>6,82</b>	<b>5,40</b>	<b>3,37</b>	<b>0,00</b>	<b>1,74</b>	<b>0,03</b>	<b>0,21</b>	<b>0,09</b>	<b>0,02</b>	<b>0,01</b>	<b>0,01</b>	<b>0,08</b>

## Discusión

La presente investigación muestra que, la prevalencia de helmintos detectada en la región costa y selva, en los diferentes países latinoamericanos países es mayor que la encontrada en zonas de gran altitud, esto se explica con las condiciones climáticas, donde las mayores temperaturas y humedad, así como las mejores condiciones de los suelos, debido a la menor influencia de los rayos solares de las áreas de menor altitud favorecen la evolución de geohelmintos.

La prevalencia mayor prevalencia de *Hymenolepis nana*, se calcula en los países de sureños: Paraguay, (6,73%), Uruguay (4,19%) y Argentina (3,84%), mientras que en el resto de los países no superan el 2%, es posible que esta mayor prevalencia se deba a la contaminación de alimentos y bebidas con materia fecal humana y de roedores o por la ingesta de cisticercoides en artrópodos

(coleópteros, pulgas, etc.) que contaminan los cereales. En contraste con la prevalencia de *H. diminuta* en Brasil (0,18%), Nicaragua (0,06%) y Venezuela (0,03%), donde se reconoce la transmisión exclusivamente a partir de la ingestión de artrópodos.

Pagotti, *et al.*<sup>52</sup> en el estudio realizado en Brasil son los únicos en reportaron (0,5%) casos de *Schistosoma mansoni*. Valdés, *et al.*<sup>86</sup> en la región costa de Panamá reportaron (14,5%) casos de *Taenia* spp. Es pertinente cuestionar el reporte realizado por Boucourt, *et al.*<sup>76</sup> en Ecuador, quienes describen el hallazgo de un caso de *Taenia saginata* diagnosticado con Examen directo, concentrado de Ritchie y técnica de Kato Katz, sabiendo que mediante técnicas coprológicas es imposible diferenciar los huevos de *T. solium* y *T. saginata*, por lo que se hace una alerta, para que los investigadores o profesionales de la salud que escriben estos artículos realicen las descripciones de la manera correcta.

En la región sierra de Perú la investigación realizada por Cabada, *et al.*<sup>89</sup> señala 23 casos (3,1%) de *Fasciola hepatica*. Es importante alertar a los profesionales de salud sobre la circulación de este trematodo en los países latinoamericanos, especialmente los localizados en la cordillera de Los Andes, donde se han descrito importantes prevalencias humanas de fascioliasis, sobre todo en Bolivia y Perú, sin embargo, pueden encontrarse en cualquier país, sí se aplican las técnicas coprológicas de concentración, o diagnóstico inmunológico o molecular, debido a que el parásito elimina muy poca cantidad de huevos (1-3 huevos/día), lo que dificulta el diagnóstico en los Laboratorios de rutina.

Se debe destacar los resultados obtenidos por Calvopiña *et al.*,<sup>18</sup> quienes revelan altos niveles de infección parasitaria, identificando 16 especies de parásitos entre las que se destacan las producidas por *Amphimerus* 0,5% un trematodo hepático transmitido por peces, que afecta comúnmente a mamíferos, siendo la primera confirmación de infección humana en el país. No siendo de menor importancia, el hallazgo del trematodo pulmonar *Paragonimus westermani* 0,3%.



## CONCLUSIONES

Como producto de la investigación se obtuvieron las siguientes conclusiones:

En la presente investigación se pudo constatar que la información publicada sobre parásitos intestinales en América latina es escasa; probablemente debido a que las parasitosis intestinales se encuentran entre las enfermedades desatendidas, que no son de notificación obligatoria ante los Ministerios de Salud. También, se debe considerar que la publicación de estos resultados no es fácil debido a la dificultad que se presenta en la obtención de los permisos de bioética para realizar publicaciones de trabajos donde se analizan muestras biológicas humanas, por lo que los resultados no pueden ser publicados.

El análisis bibliométrico de los documentos científicos publicados en países de Latinoamérica demuestra que, existe mayor prevalencia de protozoos sobre helmintos, por lo que los entes gubernamentales deben considerar su tratamiento en los programas de desparasitación que llevan a cabo en las escuelas, donde aplican antihelmínticos, pero nunca fármacos contra protozoos.

En nuestro continente existen millones de personas que viven en situación de pobreza, lo que se traduce en inadecuadas condiciones sanitarias que los predisponen a la transmisión de parásitos intestinales. Además, del nivel socioeconómico de las poblaciones, las infecciones parasitarias se encuentran estrechamente relacionadas con el nivel de educación higiénico sanitario que posee la población.

Después de analizar la información de los documentos científicos, se demostró que la prueba de diagnóstico más utilizada es el examen directo, por ser un procedimiento sencillo, de bajo costo y específico, debido a que permite observar diferentes parásitos, aunque con baja sensibilidad. Las técnicas de concentración más empleadas fueron Ritchie y Kato Katz siendo esta última, la recomendada por la OMS para la detección y cuantificación de huevos de helmintos.

Con esta revisión sistemática se logró establecer las especies parasitarias más frecuentes que afectan a la población demostrando el parásito más detectado fue *Blastocystis* sp.; seguido por los protozoos comensales *Entamoeba coli* y *Endolimax nana*; entre los de reconocido poder patógeno se destacan *Entamoeba histolytica* y *Giardia intestinalis*; en los nematodos encabezan la lista *Ascaris lumbricoides* y *Trichuris trichiura*; mientras que, entre los cestodos el de mayor prevalencia es *Hymenolepis nana*.

Mediante el análisis de los datos publicados en los documentos científicos se pudo comprobar que existe diferencias en la prevalencia parasitaria descrita en los países latinoamericanos, de los cuales destacan Ecuador con los mayores registros de prevalencia (48,41%), seguido de Bolivia (38,49%), Brasil (50,80%), Colombia (69,99%) y Venezuela (66,67%). En los países centroamericanos las prevalencias son semejantes a las registradas en los ubicados al norte de Suramérica: República Dominicana (99,22%), Panamá (85,05%), Nicaragua (74,11%) y México (56,43%). Por el contrario, los países del sur: Argentina (69,45%), Chile (51,46%), Paraguay (48,72%) y Uruguay (39,51%) registran cifras menores de parasitismo, probablemente debido a las marcadas estaciones, donde influye las bajas temperaturas que se presentan en invierno.

Para mejorar la sensibilidad del diagnóstico parasitario, es necesario que se aplique pruebas complementarias al examen directo, entre ellas se sugieren técnicas de concentración y coloración que aumentarían la probabilidad de hallazgo y la visualización de las estructuras parasitarias, respectivamente. Además, sería importante disminuir los costos en los procedimientos de inmunoanálisis y biología molecular para que puedan ser utilizados en el diagnóstico rutinario, con la finalidad de aumentar la sensibilidad y especificidad del diagnóstico.

## BIBLIOGRAFÍA

1. Macias D, Daza K, Mero A. Parasitosis y anemia en la edad inicial preescolar. Polo de conocimiento. [Internet]. 2018 Sep [citado 28 jun 2020]; 3(9):34-42. Disponible en: <https://polodelconocimiento.com/ojs/index.php/es/article/view/710/html>
2. Gotera J, Panunzio A, Ávila A, et al. Saneamiento ambiental y su relación con la prevalencia de parásitos intestinales. Kasmera [Internet]. 2019 jun [citado 28 jun 2020]; 47(1):59–65. Disponible en: <http://drive.google.com/file/d/1AWIpXmr5ONndH9R9914VcnmtN7-0PyWS/view>
3. Carmona J, Arango E. Parásitos intestinales y “ el progreso ”. Aproximación al tema a partir del caso del Urabá antioqueño en Colombia. Medicina Social. [Internet]. 2016 Ago; [citado 9 Jul 2020];11(2). Disponible en: <https://www.medicinasocial.info/index.php/medicinasocial/article/view/914/1785>
4. Devera R, Blanco Y, Amaya I. Prevalencia de parásitos intestinales en escolares de Ciudad Bolívar, Venezuela comparación entre dos períodos. Kasmera. [Internet].2015 jul; [citado 28 jun 2020]; 43(2):122-129. Disponible en: <http://ve.scielo.org/pdf/km/v43n2/art04.pdf>
5. Ladrón Y, Hernández E, Cuñat Y, et al. Parasitismo intestinal en niños de 0 - 14 años. Intervención educativa a los padres. Rev Inf Científica. [Internet]. 2015 Sep; [citado 29 jul 2020]; 93(5):1143–53. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=551757222013>
6. OMS. Informe de la OMS señala que los niños menores de 5 años representan casi un tercio de las muertes por enfermedades de transmisión alimentaria. [Internet]. 2015 Dic[citado el 2 de Jul 2020]. Disponible en: <https://www.who.int/es/news/item/03-12-2015-who-s-first-ever-global-estimates-of-foodborne-disease-find-children-under-5-account-for-almost-one-third-of-death>
7. Duran Y, Rivero Z, Bracho A, et al. Prevalencia de parasitosis intestinales en niños del Cantón Paján, Ecuador. Kasmera. [Internet]. 2019 Ener; [citado 29 jun 2020]; 47(1):44–9. Disponible en: <https://drive.google.com/file/d/1BTBp7TRRdkGK-FhDWCZ5ldDACe0ulpLX/view>
8. Nastasi J. Prevalencia de parasitosis intestinales en unidades educativas de ciudad Bolívar, Venezuela. Rev Cuid [Internet]. 2015 May [citado 1 jul 2020]; 6(2): 1077-84. Disponible

en: <http://dx.doi.org/10.15649/cuidarte.v6i2.181>

9. Perovani A, Vega J, Rodríguez S, Cabrera Y. Caracterización clínico epidemiológica del parasitismo intestinal en pacientes jóvenes. Rev Cub Med Mil. [Internet]. 2017jun [citado 1 jul 2020];46(2):113–23. Disponible en: [http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0138-65572017000200003&lng=es](http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0138-65572017000200003&lng=es)
10. Brito J, Landaeta J, Chávez A, et al. Prevalencia de parasitosis intestinales en la comunidad rural de Apostadero, Municipio Sotillo, Estado Monagas, Venezuela. Rev Cient Med. [Internet] 2017 Jun [ citado 5 septiembre 2020]; 20(2):7-14; Disponible en: [http://www.scielo.org.bo/pdf/rccm/v20n2/v20n2\\_a02.pdf](http://www.scielo.org.bo/pdf/rccm/v20n2/v20n2_a02.pdf)
11. Macchioni F, Segundo H, Gabrielli S, et al. Dramatic Decrease in Prevalence of Soil-Transmitted Helminths and New Insight into Intestinal Protozoan in Children Living in the Chaco, Bolivia. Am J Trop Med Hyg. [Internet] 2015 Abr [ citado 5 septiembre 2020]; 92(4) 794-796; Disponible en: <https://doi.org/10.4269/ajtmh.14-0039>
12. Choi B, Kim B. Prevalence and Risk Factors of intestinal Parasite Infection among Schoolchildren in the Peripheral Highland Regions of Huánuco, Perú. Perspectiva de Osong Public Health Respect. [Internet] 2017 Oct [citado 6 septiembre 2020]; 8(5):302-307; Disponible en: <https://doi.org/10.24171/j.phrp.2017.8.5.03>
13. Gastiaburu P. Prevalencia de parasitosis intestinales en niños indígenas Warao y Criollos de Barrancas del Orinoco, Venezuela. Felsocem. [Internet] 2019 May [ citado 6 septiembre 2020]; 24(1); Disponible en: <https://docs.bvsalud.org/biblioref/2019/12/1110-texto-del-articulo-3637-1-10-20191922.pdf>
14. García S, Quishpi R. Prevalencia de especies parasitarias intestinales en estudiantes de unidades educativas rurales del cantón Riobamba. [Tercer nivel]. Universidad Nacional de Chimborazo; 2018.
15. Morocho A, Espinoza C. Diarrea aguda por parasitosis intestinal en niños de 5 a 10 años de edad de la etnia shuar en una comunidad indígena amazónica del Ecuador. AVFT. [Internet] 2020 Dic [citado 5 septiembre 2020]; 5. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/559/55954942006.pdf>

16. Instituto Nacional de Investigación en Salud Pública INSPI. Prevalencia general de las parasitosis desatendidas en el Ecuador: protozoarios y helmintos. PROPAD. [Internet]. Feb 2017 [citado 1 jul 2020]. Disponible en: <https://www.investigacionsalud.gob.ec/webs/propad/wp-content/uploads/2017/02/PREVALENCIA-GENERAL-DE-LAS-PARASITOSIS-DESATENDIDAS-EN-EL-ECUADOR-PROTOZOARIOS-Y-HELMINTOS.pdf>
17. Villalobos D, López M, Frutos J. Estudio comparativo de tres métodos coproparasitoscópicos en el diagnóstico de parasitosis intestinales. MEDICC.[Internet]. 2015 jun [citado 2 jul 2020] ;69. 330–335. Disponible en: <https://www.medigraphic.com/pdfs/sanmil/sm-2015/sm154k.pdf>
18. Calvopina M, Atherton R, Romero D, Castaneda B, Valverde G, Cevallos W. Identification of intestinal parasite infections and associated risk factors in indigenous Tsáchilas communities of Ecuador [Internet]. 2019 Jul; [citado 30 jun 2020];(3):1–7. Disponible en: <http://www.ijam-web.org/text.asp?2019/5/3/171/273929>
19. Aguirre M, Alarcón B, Ambrosio J, Berrecil E, Berrecil M, Ingebord B, et al. Parasitología Médica. 4ta ed. McGRAW-HILL/INTERAMERICANA EDITORES SADCV, editor. México, D. F; 2014 [citado 2 jul 2020]. 452 p.
20. Murillo A, Marcillo C, Parrales I, Barcia C. Prevalencia de parasitosis en habitantes de 0 a 20 años de la Parroquia El Anegado del Cantón Jipijapa. RECIMUNDO. [Internet]. 2019 sep [citado 2 jul 2020], 3(1). Disponible en: <http://recimundo.com/index.php/es/article/view/570>
21. Apt W. Parasitología Humana. 1era ed. McGRAW-HILL INTERAMERICANA EDITORES SA, editor. México, D.F.; 2013 [citado 3 jul 2020]. 817 p.
22. Puerta I, Vicente M. Parasitología en el Laboratorio: Guía básica de diagnóstico. 1era ed. Área de innovación y desarrollo SL, editor. Madrid: España: Octubre 2015; 2015. [citado 3 jul 2020]. 126 p.
23. Jokelainen P, Hebbelstrup B, Utoft B, et al. Dientamoeba fragilis , un comensal en niños en guarderías danesas [Internet]. 2017 Mar [citado 4 jul 2020];55(6):1707–13. Disponible en: <https://jcm.asm.org/content/55/6/1707>
24. Montoya M, Gómez V, Agudelo S. Atlas de parasitología. 1era ed. CIB, editor. Medellín;

2011. [citado 4 jul 2020]. 148 p.
25. Puerta I, Vicente M. Parasitología en el Laboratorio: Guía básica de diagnóstico. 1era ed. Área de innovación y desarrollo SL, editor. Madrid: España: Octubre 2015; 2015. [citado 3 jul 2020]. 126 p.
26. Hawash Y, Ismail K, Sabre T, et al. Infección por *Dientamoeba fragilis* en pacientes con síntomas digestivos y no digestivos: un estudio de casos y controles. Korean J Parasitol. [Internet]. 2020 Abr [citado 3 jul 2020]; 58(2): 129-134. Disponible en: <https://doi.org/10.3347/kjp.2020.58.2.129>
27. Jokelainen P, Helbbelstrup B, Utoft B, et al. *Dientamoeba fragilis*, comensal en niños de guarderías danesas. NLM.[Internet]. 2017 Mar [citado 4 jul 2020];55(6):1707–13. Disponible en: <https://doi.org/10.1128/JCM.00037-17>
28. Chou A, Austin R. *Entamoeba histolytica*. StatPearls. [Internet] 2020 Ene [citado 4 jul 2020]; Disponible en: ID: NBK557718; PMID: 32491650
29. Shrestha R, Duwal R, Wagle S, et al. Un método microscópico de teléfono inteligente para la detección simultánea de (oo) quistes de *Cryptosporidium* y *Giardia*. PLoS Negl Trop Dis. [Internet]. 2020 Sep [citado 4 Jul 2020]; Disponible en: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008560>
30. Hadjilouka A, Tsaltas D. *Cyclospora Cayetanensis*: brotes importantes de frutas y verduras listas para comer. Foods. [Internet] 2020 Nov [citado 5 Jul 2020]; 9(11):1703.Disponible en: <https://doi.org/10.3390/foods9111703>
31. Dubey J, Almería S. Infecciones por *Cytoisospora belli* en humanos: los últimos 100 años. Parasitol. [Internet]. 2019 Ago [citado 5 Jul 2020]; 146(12)1490-1527. Disponible en: <https://doi.org/10.1017/s0031182019000957>
32. Cazorla D. *Balatidium coli* o *Balantoides coli*? Balantidiosis o Balantiosis?. Rev. Investig.Altoandin. [Internet]. 2018 Sep [citado 5 Jul 2020]; 20(4): 491-493. Disponible en: <https://doi.org/10.18271/ria.2018.425>
33. Stensvold C, Tan K, Clark C. *Blastocystis*. Parasitol.[Internet]. 2020 Mar [citado 6 Jul 2020]; 36(3): 315-316. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.pt.2019.12.008>

34. Turner H, Bettis A, Dunn J, et al. Consideraciones económicas para ir más allá de la técnica de Kato-Katz para el diagnóstico de parásitos intestinales a medida que avanzamos hacia la eliminación. *Tendencias parasitol.* [Internet] 2017 Feb [ citado 4 septiembre 2020]; 33(6): 435-443; Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.pt.2017.01.007>
35. Bosch F, Palmeirim M, Ali S, et al. Diagnóstico de helmintos transmitidos por el suelo mediante la técnica de Kato Katz: ¿Cuál es la influencia de la agitación, el tiempo de almacenamiento y la temperatura de almacenamiento en el recuento de huevos de las muestras de heces? *PLOS Neglected Tropical Diseases.* [Internet]. 2021 Ene [citado 5 Jul 2020];15(1). Disponible en: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0009032>
36. Aguirre M, Alarcón B, Ambrosio J, Berrecil E, Berrecil M, Ingebord B, et al. *Parasitología Médica.* 4ta ed. McGRAW-HILL/INTERAMERICANA EDITORES SADCV, editor. México, D. F; 2014 [citado 2 jul 2020]. 452 p.
37. Puerta I, Vicente M. *Parasitología en el Laboratorio: Guía básica de diagnóstico.* 1era ed. Área de innovación y desarrollo SL, editor. Madrid: España: Octubre 2015; 2015. [citado 3 jul 2020]. 126 p.
38. Girad R. *Manual de Parasitología. Manual de parasitología: técnicas para laboratorio de APS y para el diagnóstico de las enfermedades infecciosas desatendidas.* 3era ed. *J Chem Inf Model.* 2014; [citado 3 jul 2020] (3):1–188p.
39. Seguí R, Muñoz C, Klisiowicz D, et al. Prevalence of intestinal parasites, with emphasis on the molecular epidemiology of *Giardia duodenalis* and *Blastocystis* sp., in the Paranaguá Bay, Brazil: a community survey. *Parasites and Vectors.* [Internet] 2018 Ago [ citado 5 septiembre 2020]; 11(1)490. Disponible en: <https://doi.org/10.1186/s13071-018-3054-7>
40. Carmona J, Arango E. Parásitos intestinales y “ el progreso ”. Aproximación al tema a partir del caso del Urabá antioqueño en Colombia [Internet]. Ago 2016 [citado 1 jul 2020]; 11(2): 36–8. Disponible en: <https://www.medicinasocial.info/index.php/medicinasocial/article/view/914/1785>
41. Girad R. *Manual de Parasitología. Manual de parasitología: técnicas para laboratorio de APS y para el diagnóstico de las enfermedades infecciosas desatendidas.* 3era ed. *J Chem Inf Model.* 2014; [citado 3 jul 2020] (3):1–188p.

42. Lau C, Samalvides F, Terashima A. Evaluación de técnicas parasitológicas en el diagnóstico de estrogiloidiasis por *Strongyloides stercoralis*. Rev Med Herediana. [Internet] 2015 Feb [citado 5 septiembre 2020]; 16(1);11-18. Disponible en: <https://www.redalyc.org/pdf/3380/338029544003.pdf>
43. Cardona J. Determinantes sociales del parasitismo intestinal, la desnutrición y la anemia: revisión sistemática. Rev Panam Salud Pública. [internet]. 2017 may [citado 2 jul 2020] ; 41:e143. Disponible en: <https://doi.org/10.26633/RPSP.2017.143>
44. Fernández G, Rivaya B, Romaní N, Wang J. Diagnóstico de las infecciones por geohelminos . Un problema sin resolver en la era de las ómicas [internet]. 2019 may [citado 2 jul 2020] ; 37(1). 20–5. Disponible en: <https://www.elsevier.es/es-revista-enfermedades-infecciosas-microbiologia-clinica-28-pdf-S0213005X19301788>
45. Cimino R, Jeun R, Juárez M, et al. Identification of human intestinal parasites affecting an asymptomatic per-urban Argentinian population using multi-parallel quantitative real-time polymerase chain reaction. Vectores parásitos. [internet]. 2019 may [citado 2 jul 2020] ; 380(8). Disponible en: <https://doi.org/10.1186/s13071-015-0994-z>
46. Navone G, Zonta M, Cociancic P, et al. Estudio transversal de las parasitosis intestinales en poblaciones infantiles de Argentina. Rev Panam Salud Publica. [Internet]. 2017 Mar [citado 15 Ago 2020]; 41:e24; Disponible en: <https://doi.org/10.26633/RPSP.2017.24>
47. Zonta M, Cociancic P, Oyhenart E, et al. Intestinal parasitosis, undernutrition and socio-environmental factors in schoolchildren from Clorinda Formosa, Argentina. Rev. Salud pública [Internet] 2019 Feb [citado 6 septiembre 2020]; 21(2):224-231; Disponible en: <https://doi.org/10.15446/rsap.v21n2.73692>
48. Falcone A, Zonta M, Unzaga J, et al. Parasitic risk factors in migrant horticultural families from Bolivia settled in the rural área of La Plata, Buenos Aires, Argentina. Una salud. [Internet] 2019 Dic [ citado 7 septiembre 2020]; Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.onehlt.2020.100179>
49. Zurita B, Moya R, Moya K, et al. Frecuencia de parásitos intestinales en exámenes coproparasitológicos directos procesados en el laboratorio de investigación médica, 2011-2015. Rev Cient Med. [Internet] 2018 Sep [ citado 5 septiembre 2020]; 21(2)6-12;



Disponible en: [https://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S1817-74332018000200002&Ing=es](https://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1817-74332018000200002&Ing=es)

50. Guimaraes G, Faria D, Rodríguez M, et al. Prevalence and risk factors for intestinal protozoa infection in elderly resident at long term residency institutions in southeastern Brazil. Rev. Inst. Med. Trop. Sao Paulo. [Internet] 2013 Feb [ citado 7 septiembre 2020]; 55(1)19-24. Disponible en: <http://www.scielo.br/pdf/rimtsp/v55n1/v55n1a04.pdf>
51. da Silva A, de Araújo D, Pereira S, et al. Intestinal parasitism and related risk factors for primary school students in the municipality of Joao Pessoa northeast Brazil. Rev. Biociencias. [Internet] 2016 Ago [ citado 7 septiembre 2020]; 34(4). Disponible en: [www.seer.ufu.br/index.php/biosciencejournal/article/view/39899](http://www.seer.ufu.br/index.php/biosciencejournal/article/view/39899)
52. Pagotti R, Rodrigues M, Rossetti B. High prevalence of enteroparasites in children from Ribeirão Preto, São Paulo, Brazil. Rev Bras Enferm. [Internet] 2017 Jun [ citado 7 septiembre 2020]; 70(3);566-571. Disponible en: <https://doi.org/10.1590/0034-7167-2016-0059>
53. Tunes M, Pittner E, Czervinski T, et al. Spatial distribution of enteroparasites among school children from Guarapuava, State of Paraná, Brazil. Rev. Bras. Epidemiol. [Internet] 2017 Ago [ citado 7 septiembre 2020]; 10(4);568-78. Disponible en: <https://doi.org/10.1590/S1415-790X2007000400015>
54. Jeske S, Biachi T, Moura M, et al. Intestinal parasites in cáncer patient in the South of Brazil. Braz. J. Biol. [Internet] 2018 Dic [ citado 5 septiembre 2020]; 78(3)574-578. Disponible en: <https://doi.org/10.1590/1519-6984.175364>
55. Araujo R, Walcher D, Previtali I, et al. Frequency of enteroparasitic infections and serum positivity for *Toxocara* spp. in children from a public day care center in Southern Brazil. Braz. J. Biol. [Internet] 2020 Jun [ citado 7 septiembre 2020]; 80(2);305-310. Disponible en: <https://doi.org/10.1590/1519-6984.200952>
56. Barra M, Bustos L, Ossa X. Desigualdad en la prevalencia de parasitosis intestinal en escolares de una escuela urbana y dos rurales de la comuna de Puerto Montt. Rev Med Chile. [Internet]. 2016 Ago [citado 13 Jul 2020]; 144:886-893. Disponible en: <https://scielo.conicyt.cl/pdf/rmc/v144n7/art09.pdf>
57. Suescún S. Prevalencia de parásitos intestinales y factores de riesgo en escolares del colegio Chicamocha Kennedy I del municipio de Tuta, Boyacá - Colombia. Rev. Univ. Salud.

- [Internet] 2014 Nov [ citado 7 septiembre 2020]; 15(2):218-224. Disponible en: [http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0124-71072013000200012&Ing=e&nrm=iso&tlng=e](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0124-71072013000200012&Ing=e&nrm=iso&tlng=e)
58. Cardona J, Rivera Y, Carmona J. Salud indígena en el XXI: parásitos intestinales, desnutrición, anemia y condiciones de vida en niños del resguardo indígena Cañamomo-Lomapieta, Caldas-Colombia. *Parasitología pediátrica*. [Internet] 2014 Ago [ citado 7 septiembre 2020]; 27(2); 29-39. Disponible en: [http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0121-03192014000200004&Ing=en](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0121-03192014000200004&Ing=en)
59. Fillot M, Guzmán J, Cantillo L, et al. Prevalencia de parásitos intestinales en niños del Área Metropolitana de Barranquilla, Colombia. *Rev. Cubana Med Trop*. [Internet] 2015 Dic [ citado 5 septiembre 2020]; 67(3). Disponible en: [http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0375-07602015000300002](http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0375-07602015000300002)
60. Giraldo B, Ramírez L, Henao D, et al. Estimación de la prevalencia de parásitos intestinales en niños de dos comunidades colombianas. *Rev. Biosalud*. [Internet] 2015 Dic [ citado 7 septiembre 2020]; 14(2):19-28. Disponible en: <https://doi.org/10.17151/biosa.2015.14.2.3>
61. Lucero T, Álvarez L, López C, et al. Parasitosis intestinal y factores de riesgo en niños de los asentamientos subnormales, Florencia-Caquetá, Colombia. *Rev. Fac. Nac. Salud Pública*. [Internet] 2015 May [ citado 6 septiembre 2020]; 33(2):171-180. Disponible en: <https://doi.org/10.17533/udea.rfnsp.v33n2a04>
62. Bouwmans M, Gaona M, Chenault M, et al. Prevalence of intestinal parasitic infections in preschool-children from vulnerable neighborhoods in Bogotá. *Rev. Univ. Santander. Salud*. [Internet] 2016 Jun [ citado 6 septiembre 2020]; 48(2): 178-186. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.18273/revsal.v48u2-2016002>
63. Rodríguez A, Camacho J, Baracaldo C. Estado nutricional, parasitismo intestinal y sus factores de riesgo en una población vulnerable del municipio de Iza (Boyacá), Colombia año 2013. *Rev Chil Nutr*. [Internet] 2016 Mar [ citado 7 septiembre 2020]; 43(1); 45-53. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182016000100007>
64. Villafañe L, Pinilla M. Intestinal parasites in children and soil from Turbaco, Colombia and associated risk factors. *Rev. Salud pública*. [Internet] 2016 Feb [ citado 7 septiembre 2020];

18(1):117-128.

Disponible

en:

[http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0124-00642016000100011](http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0124-00642016000100011)

65. Rodríguez A, Mozo S, Mejía L. Parásitos intestinales y factores de riesgo en escolares de una institución educativa rural de Tunja (Colombia) en el año 2017. *Medicina & Laboratorio*. [Internet] 2017 Feb [ citado 7 septiembre 2020]; 23: 159-170. Disponible en: <https://medicinaylaboratorio.com/index.php/myl/article/view/50>
66. Sarmiento L, García Y, Fillot M, et al. Parasitismo intestinal en poblaciones con alto grado de vulnerabilidad del Caribe colombiano. *Rev Cubana Med Trop*. [Internet] 2018 Dic [ citado 6 septiembre 2020]; 70(3): 92-101; Disponible en: [http://www.scielo.sld.cu/pdf/mtr/v70n3/a10\\_221.pdf](http://www.scielo.sld.cu/pdf/mtr/v70n3/a10_221.pdf)
67. Pedraza B, Suarez H, De la Hoz I, Fragoso P. Prevalencia de parásitos intestinales en niños de 2-5 años en hogares comunitarios de Cartagena de Indias, Colombia. *Rev Chil. Nutr*. [Internet]. 2019 Oct [citado 12 Jul 2020]; 46(3): 239-244; Disponible en: <https://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182019000300239>
68. Peña M, Benavides J, Roncancio N, et al. Prevalence and associated risk factors of Intestinal parasites in rural high-mountain communities of the Valle del Cauca - Colombia. *PLoS Negl Trop Dis*. [Internet] 2020 Oct [ citado 7 septiembre 2020]. Disponible en: <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0008734>
69. Solano M, Montero A, León D, et al. Prevalence of parasitosis in children aged 1 to 7 years in vulnerable condition in the South Central Region of Costa Rica. *Acta médica costarricense*. [Internet] 2018 Jun [ citado 7 septiembre 2020]; 60(2):19-29. Disponible en: [http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci\\_abstract&pid=S0001-60022018000200019&lng=en&nrm=iso](http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S0001-60022018000200019&lng=en&nrm=iso)
70. Alpízar J, Cañete R, Mora M. Parasitismo intestinal en niños de círculos infantiles de un Consejo popular. Matanzas. 2014-2015. *Rev. Med. Electrón*. [Internet]. 2018 Oct [citado 12 Jul 2020]; 40(5): 1380-1393. Disponible en: <http://scielo.sld.cu/pdf/rme/v40n5/1684-1824-rme-40-05-1380.pdf>
71. Jerez L, Núñez F, Fraga J, et al. Diagnosis of intestinal protozoan infections in patients in Cuba by microscopy and molecular methods: advantages and disadvantages. *Journal Of Microbiological Methods*. [Internet]. 2020 Dic [citado 12 Jul 2020]; 179. Disponible en: <https://doi.org/10.1016/j.mimet.2020.106102>

72. Gómez L, Abad A, Inga G, Simbaña D, Flores J, Martínez I, et al. Presencia de parasitosis intestinal en una comunidad escolar urbano marginal del Ecuador. CIMEL. [Internet]. 2017 Dic [citado 2 Jul 2020]; 22(2):52–6. Disponible en: <https://doi.org/10.23961/cimel.v22i2.953>
73. Barona J, Chaquinga A, Brossard E, Miño P. Parasitismo intestinal en escolares de la Unidad Educativa del Milenium. Cantón Penipe, Ecuador. REE. [Internet]. 2018 Jun [citado 2 jul 2020];12(1):1–7. Disponible en: <http://eugenioespejo.unach.edu.ec/index.php/EE/article/view/43/198>
74. Tarupi W, Silva J, Villavicencio L. Parasitosis intestinal en niños quiteños: análisis desde los determinantes sociales de la salud. REMCB. [Internet]. 2018 Nov [citado 18 Ago 2020]; 39(2). Disponible en: <https://10.26807/remcb.v39i2.655>
75. Durán Y, Rivero Z, Bracho A. Prevalencia de parasitosis intestinales en niños del Cantón Paján, Ecuador. Kasma. [Internet]. 2019 Jun [citado 18 Ago 2020]; 47(1):44-49; Disponible en: <https://produccioncientificaluz.org/index.php/kasma/article/view/24676>  
<https://drive.google.com/file/d/1BTBp7TRRdkGK-FhDWCZ5ldDACE0ulpLX/view>
76. Boucourt E, Izquierdo A, Jimenez M, et al. Estudio comparativo de parasitosis intestinales en niños de dos instituciones educativas rurales de las provincias de Los Ríos y Bolívar. Ecuador. J. Sci. Res.[Internet] 2020 Dic [citado 4 septiembre 2020]; 5; Disponible en: <https://revistas.utb.edu.ec/index.php/sr/article/view/1019/718>
77. Murillo A, Rivero C, Bracho A. Parasitosis intestinales y factores de riesgo de enteroparasitosis en escolares de la zona urbana del cantón Jipijapa, Ecuador. Kasma. [Internet]. 2020 Jun [citado 4 Ene 2021]; 48(1):e48130858; Disponible en: <https://doi.org/10.5281/zenodo.3754787>
78. Sajmolo L, Melgar M, Antillón F, et al. Frecuencia de parasitosis intestinal en pacientes pediátricos oncológicos. Col. Méd. Cir. Guatem. [Internet]. 2019 Dic [citado 6 Ene 2021]; 158(2):76-80. Disponible en: <https://www.revistamedicagt.org/index.php/RevMedGuatemala/article/view/148/127>
79. Valle G, Chinchilla L, Pinel G, et al. Incidencia de parasitosis intestinal en escolares que residen en los bordos de San Pedro Sula, Cortés, Honduras. Enf Inf Microbiol. [Internet].

- 2020 Mar [citado 6 Ene 2021]; 40(2):47-54. Disponible en: <https://medigraphic.com/pdfs/micro/ei-2020/ei202c.pdf>
80. Martínez I, Gutiérrez M, Ruiz L, et al. Prevalencia de microorganismos intestinales parásitos y comensales en adultos mayores en la Alcaldía Iztapalapa, Ciudad de México. Rev Latinoam Patol Clin Med Lab. [Internet] 2018 Jun [ citado 7 septiembre 2020]; 65(4): 200-205; Disponible en: <https://www.medigraphic.com/pdfs/patol/pt-2018-pt184c.pdf>
81. Aguilar J, Cereser P, Torralba F, et al. Prevalencia y caracterización de parasitosis intestinal en una comunidad indígena. RICS. [Internet] 2018 Jun [ citado 7 septiembre 2020]; 6(4): 87-92; Disponible en: <http://www.reibci.org/publicados/2019/oct/3400107.pdf>
82. Galván M, Madriz A, Temores C, et al. Enteroparasitism and Risk Factors Associated with Clinical Manifestations in Children and Adults of Jalisco State in Western Mexico. Perspectiva de Osong Public Health Respect. [Internet] 2019 Feb [ citado 7 septiembre 2020]; 10(1):39-48. Disponible en: <https://doi.org/10.24171/j.phrp.2019.10.1.08>
83. Muñoz C, Gozalbo M, Pavón A, et al. Enteroparasites in Preschool Children on the Pacific Region of Nicaragua. Am. J. Trop. Med. Hyg. [Internet] 2018 Feb [ citado 7 septiembre 2020]; 98(2):570-575. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5929299/pdf/tpmd17551.pdf>
84. Muñoz C, Pavón A, Marcilla A, et al. Prevalence and risk factors related to intestinal parasites among children in Department of Rio San Juan, Nicaragua. Trans R Soc Trop Med Hyg. [Internet] 2014 Dic [ citado 7 septiembre 2020]; 108(12):774-82. Disponible en: <https://doi.org/10.1093/trstmh/tru160>
85. Arosemena V, Castillo C, Guerra G. Detección de enteroparasitosis humana y fuentes de contaminación ambiental en el Río Chagres, Panamá. Revista venezolana de Salud Pública. [Internet] 2014 Dic [ citado 7 septiembre 2020]; 2(2):35-44. Disponible en: <https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=6570473>
86. Valdés V. Influencia de las Condiciones Ambientales y sanitarias en la Prevalencia de los Parásitos Intestinales en la Población Escolar de Nivel Primario de la provincia de Bocas del Toro. CENTROS. [Internet] 2019 Jul [ citado 7 septiembre 2020]; 8(2): 85-94; Disponible en: <file:///C:/Users/SYSTEMarket/Downloads/734-Texto%20del%20art%C3%ADculo-1220-2-10-20190729.pdf>

87. Echagüe G, Sosa L, Díaz V. Enteroparasitosis en niños bajo 5 años de edad, indígenas y no indígenas, de comunidades rurales del Paraguay. *Rev. Chil. Infectol.* [Internet] 2015 Dic [ citado 8 septiembre 2020]; 32(6). Disponible en: <https://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182015000700006>
88. Cardozo G, Samudio M. Factores predisponentes y consecuencias de la parasitosis intestinal en escolares paraguayos. *Pediatr Asunción.* [Internet] 2017 Ago [ citado 8 septiembre 2020]; 44(2);117-125. Disponible en: <https://www.revistaspp.org/index.php/pediatria/article/view/159/166>
89. Cabada M, Goodrich M, Graham B, et al. Prevalence of intestinal helminths, anemia, and malnutrition in Paucartambo, Peru. *Rev Panam Salud Publica.* [Internet] 2015 Feb [ citado 7 septiembre 2020]; 37(2):69-75. Disponible en: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/25915919/>
90. Iannacone J, Benites M, Chirinos L. Prevalencia de infección por parásitos intestinales en escolares de primaria de Santiago de Surco, Lima Perú. *Parasitol Latinoam.*[Internet]. Ene 2016 [citado 18 Ago 2020]; 61: 54-62; Disponible en: <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-77122006000100008>
91. Nakandakari M, De la Rosa D, Beltrán M. Enteroparasitosis en niños de una comunidad rural de Lima Perú. *Rev Med Hered.* [Internet] 2016 Jun [ citado 7 septiembre 2020]; 27(2): 96-99. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.20453/rmh.v27i2.2845>
92. Morales M, Lopez M, Ly P, et a. *Strongyloides stercoralis* Infection at Different Altitudes of the Cusco Region in Peru. *Am. J. Trop. Med. Hyg.* [Internet] 2019 Feb [ citado 7 septiembre 2020]; 101(2):422-427. Disponible en: <https://www.ajtmh.org/view/journals/tpmd/1012/article-p422.xml>
93. Zuta N, Rojas A, Mori M, et al. Impacto de la educación sanitaria escolar, hacinamiento y parasitosis intestinal en niños preescolares. *Comuni@cción.* [Internet] 2019 Ago [ citado 7 septiembre 2020]; 10(1): 47-56; Disponible en: <http://dx.doi.org/https://doi.org/10.33595/2226-1478.10.1.329>
94. Childers K, Palmeiri J, Sampson M, et al. Prevalence of gastrointestinal parasites in children from Verón, a rural city of the Dominican Republic. *Res Rep Trop Med.* [Internet] 2014 Ago [ citado 7 septiembre 2020]; 5: 45-53; Disponible en: <https://doi.org/10.2147/RRTM.S64948>

95. Cabrera F, Iturralde A, Lena A, et al. Enteroparasitosis en niños de dos Centros de Atención a la Infancia y la Familia (CAIF) del barrio Casavalle, Motevideo. Arch. Pediatr. Urug. [Internet] 2017 Oct [ citado 7 septiembre 2020]; 88(6):315-321. Disponible en: <http://www.scielo.edu.uy/pdf/adp/v88n6/1688-1249-adp-88-06-315.pdf>
96. Assandri E, Skapino E, Da Rosa D, et al. Anemia, estado nutricional y parasitosis intestinales en niños pertenecientes a hogares vulnerables de Montevideo. Arch. Pediatr. Urug. [Internet] 2018 Abr [ citado 8 septiembre 2020]; 89(2):86-98. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.31134/ap.89.2.3>
97. Bracho A, Rivero Z, Rios M, et al. Parasitosis intestinales en niños y adolescentes de la etnia Yukpa de Toromo, estado Zulia, Venezuela. Comparación de los años 2002 y 2012. Kasmera. [Internet] 2014 Jun [citado 6 septiembre 2020]; 42(1):41-51; Disponible en: <https://www.produccioncientificaluz.org/index.php/kasmera/article/view/8652/8642>
98. Humbría L, Toyo M, Carzorla D, et al. Estudio clínico-epidemiológico de enterobiasis en niños de una comunidad rural del estado Falcón – Venezuela. Bol Mal Salud Amb [Internet] 2014 Ago [ citado 7 septiembre 2020]; 52(2):211-222. Disponible en: <http://ve.scielo.org/pdf/bmsa/v52n2/art03.pdf>
99. Pocaterra L, Hernán A, Pérez G, et al. Parasitosis intestinales en Altigracia de la Montaña, estado Miranda, Venezuela: Influencia del Programa para la Eliminación de Oncocercosis. Influencia del Programa para la Eliminación de Oncocercosis. INHRR. [Internet] 2015 Dic [ citado 7 septiembre 2020]; 46(1-2):68-83. Disponible en: [http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci\\_arttext&pid=S0798-04772015000100006&Ing=es](http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0798-04772015000100006&Ing=es)
100. Portillo J, Orense E, Amarilis L, et al. Parasitosis intestinal en vendedores de comida rápida. Mercado municipal de Puerto La Cruz. Venezuela. Bol Venez Infectol. [Internet] 2019 Jun [citado 6 septiembre 2020]; 30(1); Disponible en: <https://docs.bvsalud.org/biblioref/2019/07/1007552/08-rodriuez-s-47-53-pdf>
101. Lacoste E, Rosado F, Núñez F, et al. Aspectos epidemiológicos de las parasitosis intestinales en niños de Vegón de Nutrias, Venezuela. Rev Cubana Hig Epidemiol. [Internet] 2012 Dic [ citado 7 septiembre 2020]; 50(3):330-339. Disponible en: <https://scielo.sld.cu/pdf/hie/v50n3/hie08312.pdf>

## ANEXOS

### Anexo N°1: Procedimiento del Examen directo en heces

1. En el portaobjetos colocar una gota de solución salina y al lado izquierdo una gota de yodo.

2. Tomar materia fecal con el aplicador de madera

3. Mezclar una porción tomada de la muestra con la gota de solución salina y otra con la solución yodada

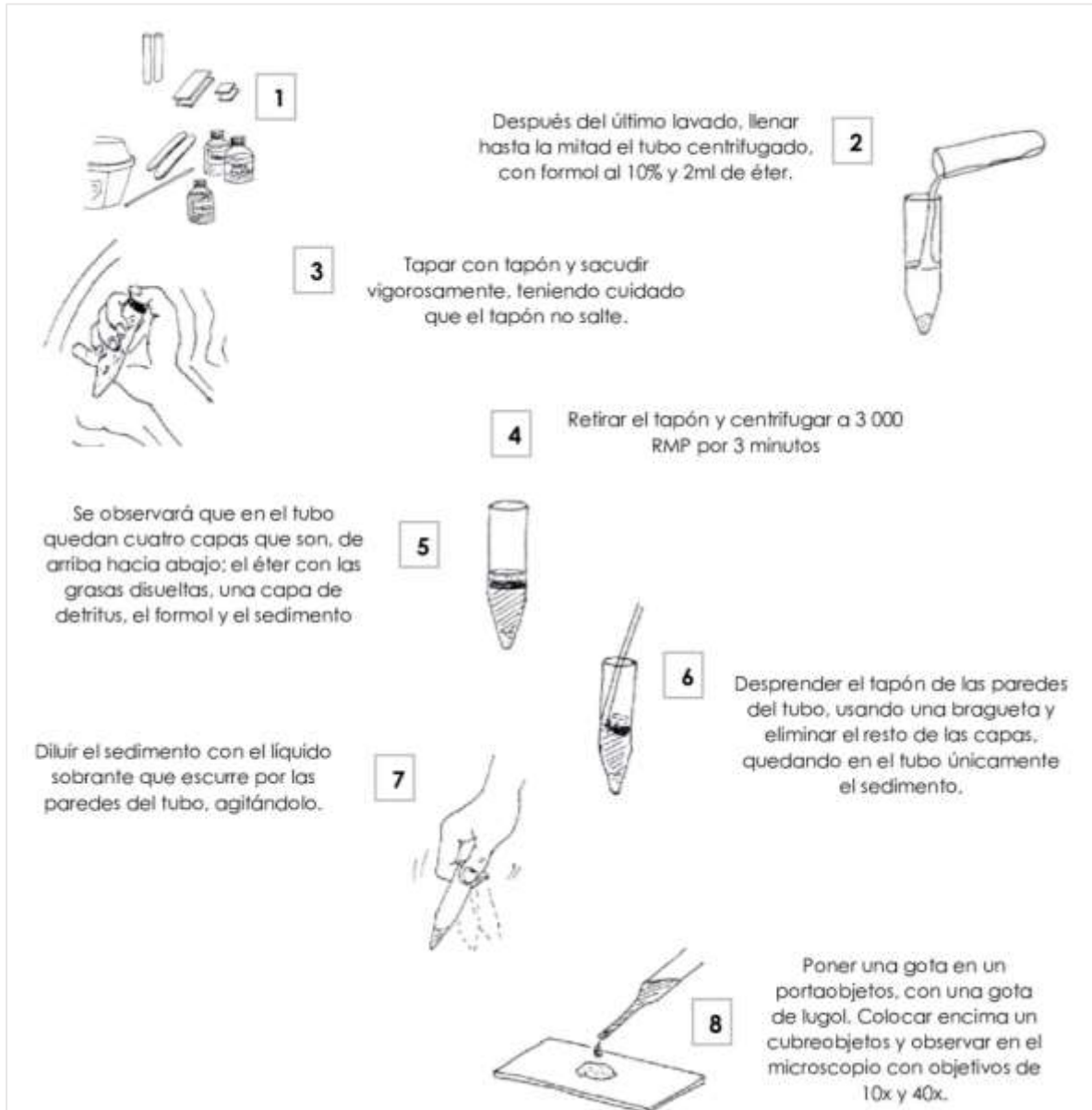
4. Examinar las preparaciones con objetivo de 10x y 40x comenzando del ángulo superior izquierdo del cubreobjetos y reportar.

5. Colocar el cubreobjetos en cada gota

**Fuente:** *Capítulo V. Parasitología y Micología: Procedimientos de laboratorio*

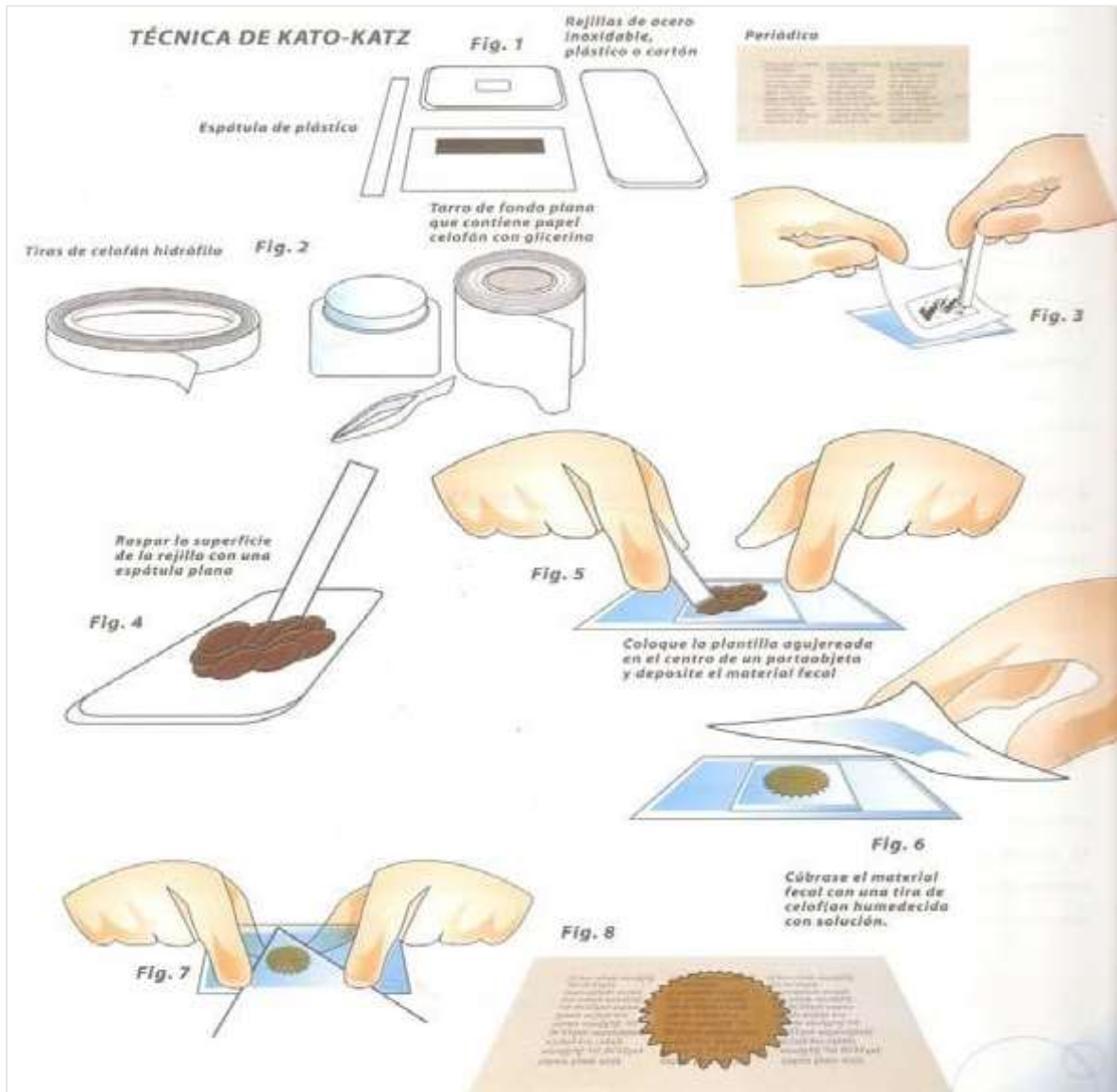


## Anexo N°2: Procedimiento del Concentrado de Ritchie



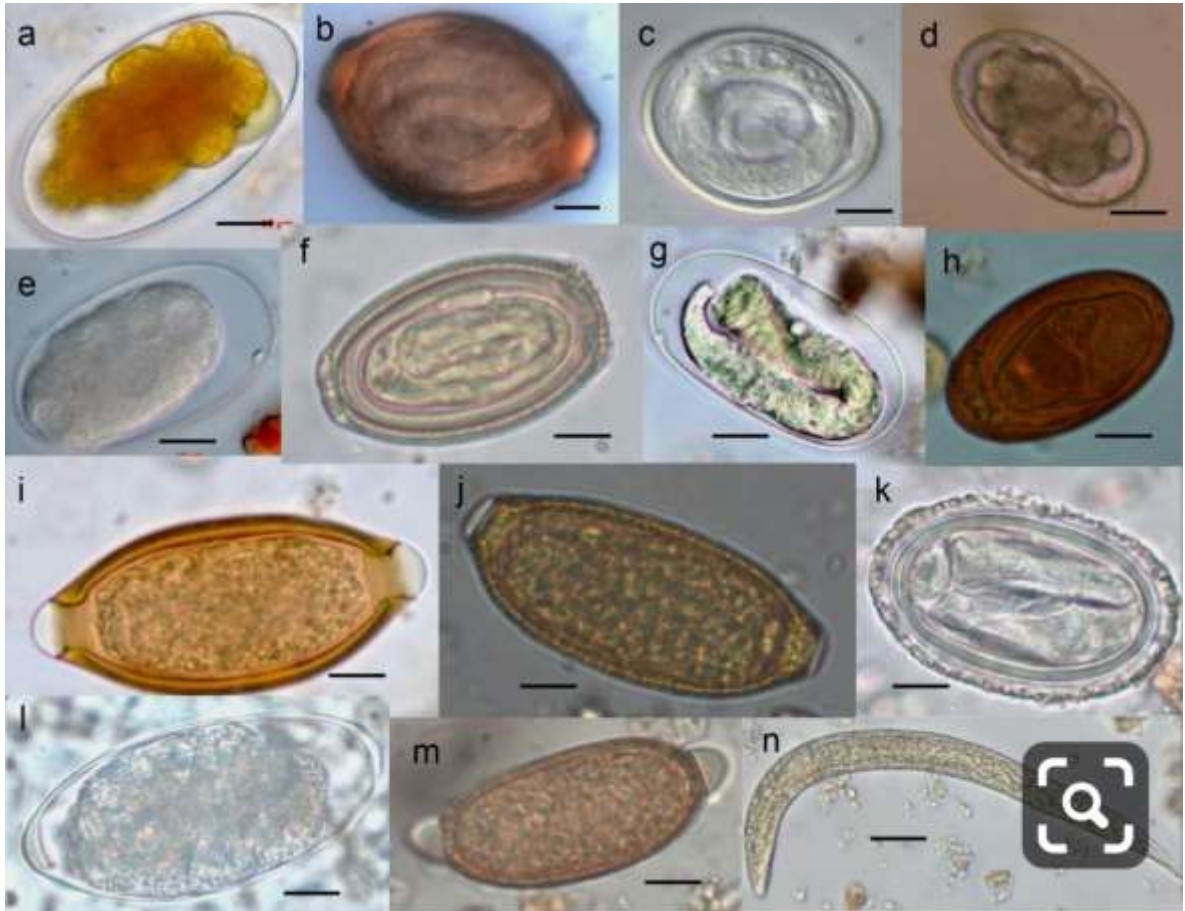
**Fuente:** Capítulo V. Parasitología y Micología: Procedimientos de laboratorio

### Anexo N°3: Procedimiento de la Técnica de Kato Katz



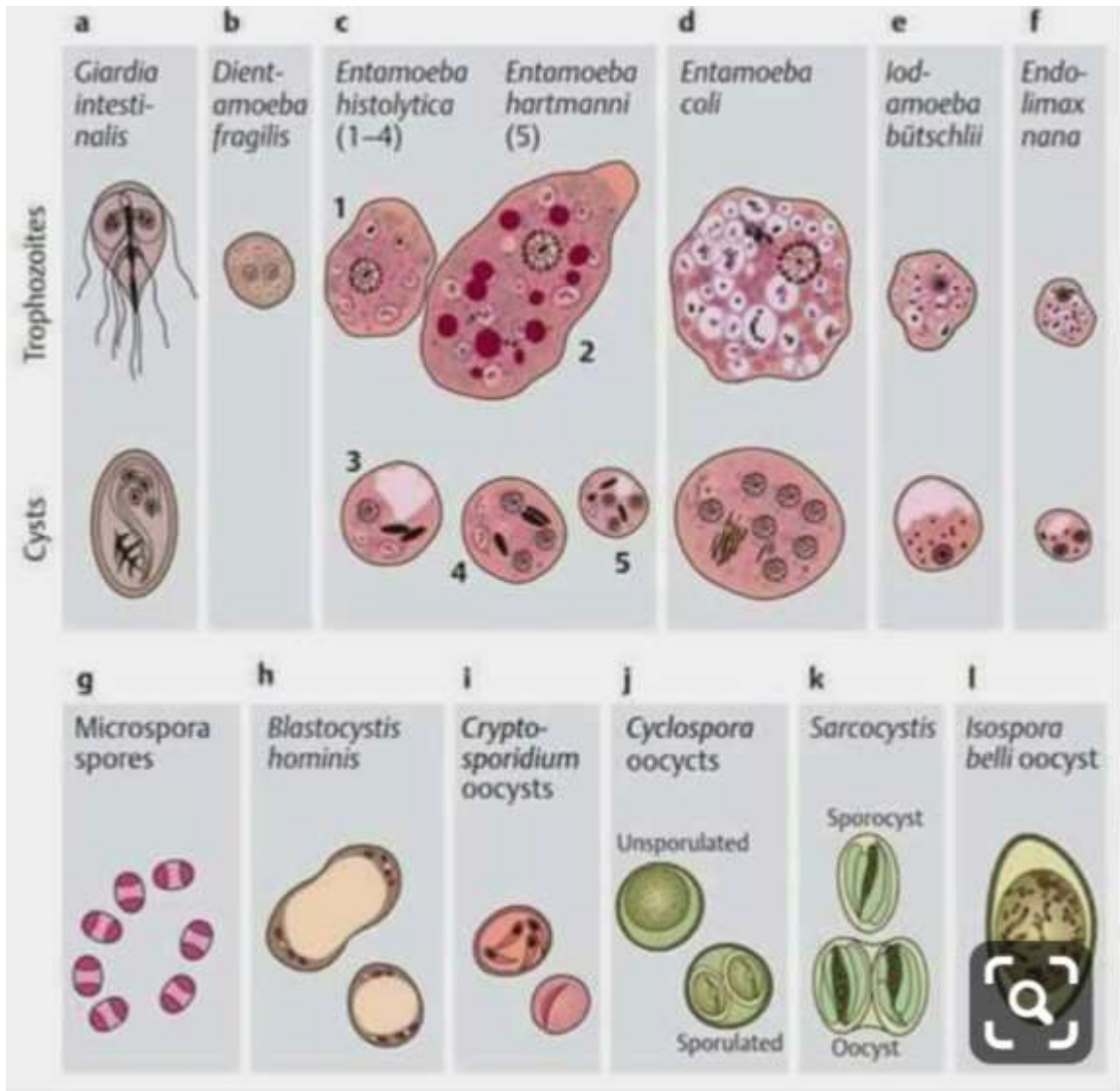
**Fuente:** Manual de normas y procedimientos para el diagnóstico de parásitos intestinales

**Anexo N°4: Huevos de especies de Helmintos**



**Fuente:** Atlas de Medicina tropical y Parasitología – Wallace y Geoffrey

Anexo N°5: Protozoarios intestinales



Fuente: Atlas de Parasitología Humana - Ash