



UNL

Universidad
Nacional
de Loja

Universidad Nacional de Loja

Facultad de la Salud Humana

Carrera de Laboratorio Clínico

**Elaboración de Atlas digital de parásitos intestinales, con muestras de heces
recolectadas en la Provincia de Loja**

**Trabajo de Integración Curricular
previa a la obtención del título de
Licenciada en Laboratorio Clínico**

AUTORA:

Evelyn Dayanna González Iñiguez

DIRECTOR:

Dra. Diana Alexandra Montaña Peralta Mg. Sc.

LOJA-ECUADOR

2022

Certificado del Trabajo de Integración Curricular

Loja, 31 de agosto de 2022

Dra.

Diana Alexandra Montaña Peralta Mg.Sc.

DOCENTE DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

CERTIFICA:

Que luego de haber realizado seguimiento, apoyo y guía en las fases de: ejecución, escritura y presentación de Informe del Trabajo de integración Curricular denominado: **ELABORACIÓN DE ATLAS DIGITAL DE PARÁSITOS INTESTINALES, CON MUESTRAS DE HECES RECOLECTADAS EN LA PROVINCIA DE LOJA**, de autoría de la Srta. EVELYN DAYANNA GONZÁLEZ IÑIGUEZ, egresada de la Carrera de Laboratorio Clínico Régimen 2013 (2019) de la Facultad de la Salud Humana Universidad Nacional de Loja, el trabajo mencionado ha culminado; por lo que, se aprueba en vista de que cumple con todos los requerimientos exigidos por la normativa vigente.

Es todo lo que puedo certificar, autorizando hacer uso del presente para los fines académicos y legales que correspondan.

Atentamente,



Firmado electrónicamente por:
DIANA ALEXANDRA
MONTAÑO PERALTA

Dra. Diana Alexandra Montaña Peralta Mg.Sc.

DIRECTORA TRABAJO DE INTEGRACIÓN CURRICULAR

Autoría del trabajo de Integración Curricular

Yo, Evelyn Dayanna González Iñiguez, declaro ser autora del presente Trabajo de Integración Curricular y eximo expresamente a la Universidad Nacional de Loja y a sus representantes jurídicos de posibles reclamos y acciones legales, por el contenido del mismo.

Adicionalmente acepto y autorizo a la Universidad Nacional de Loja la publicación de mí del Trabajo de Integración Curricular en el Repositorio Digital Institucional - Biblioteca Virtual.

Firma:.....

Cédula de Identidad: 1105821837

Fecha: 27 de septiembre del 2022

Correo electrónico: evelyn.d.gonzalez@unl.edu.ec

Celular: 0999317112

Carta de autorización del estudiante

Yo, Evelyn Dayanna González Iñiguez declaro ser autora del presente Trabajo de Integración Curricular titulado Elaboración de Atlas digital de parásitos intestinales, con muestras de heces recolectadas en la Provincia de Loja, como requisito para optar el título de Licenciada en Laboratorio Clínico; autorizo al Sistema Bibliotecario de la Universidad Nacional de Loja para que con fines académicos muestre la producción intelectual de la Universidad, a través de la visibilidad de su contenido de la siguiente manera en el Repositorio Institucional.

Los usuarios pueden consultar el contenido de este trabajo en el Repositorio Institucional, en las redes de información del país y del exterior con las cuales tenga convenio la Universidad.

La Universidad Nacional de Loja, no se responsabiliza por el plagio o copia del Trabajo de Integración Curricular que realice un tercero.

Para constancia de esta autorización, en la ciudad de Loja, a los 27 días del mes de septiembre del dos mil veintidós.

Firma:



Autor: Evelyn Dayanna González Iñiguez

Cédula: 1105821837

Dirección: Av. Gram Colombia y Riobamba

Correo electrónico: evelyn.d.gonzalez@unl.edu.ec

Celular: 0999317112

Datos complementarios:

Director del Trabajo de Integración Curricular: Dra. Diana Alexandra Montaña Peralta Mg, Sc.

Tribunal de Grado:

Presidente del tribunal: Dr. Luis Alberto Morocho Yaguana

Miembro del tribunal: Lic. Ivanova del Cisne Zúñiga Román

Miembro del tribunal: Lic. Hiana Alicia Delgado

Dedicatoria

Dedico con todo mi corazón mi Trabajo de Integración Curricular a Dios, gracias a él que me ha dado salud y vida he logrado culminar mi carrera.

A mis padres, porque ellos siempre han estado para mí, me han apoyado en todo, y cuando he querido caer me han levantado con sus palabras de aliento.

A mis hermanas, por ser un pilar fundamental en mi vida.

A mis abuelitos, mis amigos, amigas, compañeros y todas aquellas personas que de una u otra manera han contribuido para cada uno de mis logros.

Evelyn Dayanna González Iñiguez

Agradecimiento

Agradezco a Dios por permitirme tener tan buena experiencia dentro de mi Universidad.

Agradezco por haberme otorgado una familia maravillosa, quienes han creído en mí siempre, dándome ejemplo de superación, humildad y sacrificio; enseñándome a valorar todo lo que tengo.

Agradezco a mis amigos por siempre darme palabras de aliento, y a esa persona especial que siempre estuvo ahí para mí, con su apoyo incondicional.

Agradezco a cada docente que hizo parte de este proceso integral de formación, a todos ellos dedico mi Trabajo de Integración Curricular, porque han fomentado en mí el deseo de superación y de triunfo en la vida. En especial quiero agradecer a mi Directora por estar en este proceso conmigo.

Espero contar siempre con su valioso e incondicional apoyo.

Evelyn Dayanna González Iñiguez

Índice de contenidos

Portada.....	i
Certificado del Trabajo de Integración Curricular	ii
Autoría del trabajo de Integración Curricular	iii
Carta de autorización del estudiante.....	iv
Dedicatoria.....	v
Agradecimiento	vi
Índice de contenidos	vii
1. Título	1
2. Resumen	2
Abstract.....	3
3. Introducción.....	4
4. Marco Teórico	6
4.1 Parasitosis Intestinales.....	6
4.2 Parasitismo.....	6
4.3 Parásito	6
4.4 Fases del Parasitismo.....	6
4.4.1 Contacto parasito huésped.....	6
4.4.2 Entrada del parásito en el huésped	6
4.4.3 Establecimiento, desarrollo y multiplicación del parásito.....	7
4.5 Ciclo de Vida.....	7

4.5.1 Hospedadores.....	7
4.5.2 Reservorio.....	7
4.5.3 Vectores.....	7
4.6.1 Protozoos / Amebas.....	8
4.6.1.1 Entamoeba histolytica/dispar.....	8
4.6.1.1.2 Morfología.....	8
4.6.1.1.3 Ciclo de vida.....	8
4.6.1.2 Entamoeba coli.....	8
4.6.1.2.1 Morfología.....	8
4.6.1.2 Endolimax nana.....	8
4.6.1.2.1 Morfología.....	8
4.6.1.3 Iodamoeba bütschlii.....	9
4.6.1.3.1 Morfología.....	9
4.6.1.3.2 Ciclo de vida amebas no patógenas.....	9
4.6.2 Blastocystidae.....	9
4.6.2.1 Blastocystis hominis.....	9
4.6.2.1.1 Morfología.....	9
4.6.2.1.2 Ciclo de vida.....	10
4.6.3 Flagelados.....	10
4.6.3.1 Giardia lamblia.....	10
4.6.3.1.1 Morfología.....	10
4.6.3.1.2 Ciclo de vida.....	11

4.6.3.2. <i>Chilomastix mesnili</i>	11
4.6.3.2.1 Morfología.....	11
4.6.3.2.2 Ciclo de vida.....	11
4.6.4 Nemátodos.....	11
4.6.4.1 <i>Trichuris trichiura</i>	11
4.6.4.1.1 Morfología.....	11
4.6.4.1.2 Ciclo de vida.....	12
4.6.4.2 <i>Ascaris lumbricoides</i>	12
4.6.4.2.1 Morfología.....	12
4.6.4.2.2 Ciclo de vida.....	13
4.6.4.3 <i>Enterobius vermicularis</i>	13
4.6.4.3.1 Morfología.....	13
4.6.4.3.2 Ciclo de vida.....	13
4.6.4.4 <i>Ancylostoma duodenale</i>	13
4.6.4.4.1 Morfología.....	13
4.6.4.4.2 Ciclo de vida.....	14
4.6.5 Platelminfos.....	14
4.6.5.1 <i>Taenia</i> spp. (<i>Taenia solium</i> / <i>Taenia saginata</i>).	14
4.6.5.1.1 Morfología.....	14
4.6.5.1.2 Ciclo de vida.....	14
4.6.5.2 <i>Hymenolepis nana</i>	14
4.6.5.2.1 Morfología.....	14

4.6.5.2.2 Ciclo de vida.....	15
4.7 Técnicas para identificación de parásitos	15
4.8 Preparaciones microscópicas frescas en solución salina y solución yodada	15
4.9 Método de Concentración Formol-éter (Técnica de Ritchie modificada).....	15
4.10 Método MIF (Mertiolato/Yodo/Formol)	15
5. Metodología.....	16
5.1 Tipo de estudio	16
5.2 Área de estudio	16
5.3 Universo.....	16
5.4 Muestra	16
5.5 Criterios de Inclusión y Exclusión.....	16
5.5.1 Criterios de Inclusión.....	16
5.5.2 Criterios de exclusión.	16
5.6 Equipos y Materiales	17
5.6.1 Fase pre analítica.	17
5.6.2 Fase analítica.	17
5.6.3 Fase post analítica.....	17
5.7 Instrumentos de recolección de datos	17
5.8 Tabulación y análisis	17
5.9 Presentación de datos.....	18
5.10 Consideraciones éticas.....	18
6. Resultados.....	19

7. Discusión	48
8. Conclusiones.....	50
9. Recomendaciones	51
10. Bibliografía.....	52
11. Anexos.....	61

Índice de figuras

Figuras 6.1 Quiste de <i>Entamoeba histolytica/dispar</i>	19
Figuras 6.2 Quiste de <i>Entamoeba coli</i>	20
Figuras 6.3 Quiste de <i>Endolimax nana</i>	21
Figuras 6.4 Quiste de <i>Iodamoeba bütschlii</i>	22
Figuras 6.5 Quiste de <i>Blastocystis hominis</i>	23
Figuras 6.6 Quiste de <i>Giardia lamblia</i>	25
Figuras 6.8 Huevo de <i>Trichuris trichiura</i>	27
Figuras 6.10 Huevo de <i>Enterobius vermicularis</i>	32
Figuras 6.11 Huevo de <i>Ancylostoma duodenale</i>	33
Figuras 6.12 Huevo de <i>Taenias spp. (solium y saginata)</i>	34
Figura 6.15.1 Ciclo de vida de <i>Entamoeba Histolytica/dispar</i>	37
Figura 6.15.2 Ciclo de vida de Amebas no patógenas (<i>Entamoeba coli, Endolimax nana</i> <i>y Iodamoeba bütschlii</i>).....	38
Figura 6.15.3 Ciclo de vida de <i>Blastocystis hominis</i>	39
Figura 6.15.4 Ciclo de vida de <i>Giardia lamblia</i>	40
Figura 6.15.5 Ciclo de vida de <i>Chilomastix mesnili</i>	41
Figura 6.15.6 Ciclo de vida de <i>Trichuris trichiura</i>	42
Figura 6.15.7 Ciclo de vida de <i>Ascaris lumbricoides</i>	43
Figura 6.15.8 Ciclo de vida de <i>Enterobius vermicularis</i>	44
Figura 6.15.9 Ciclo de vida de <i>Ancylostoma duodenale</i>	45
Figura 6.15.10 Ciclo de vida de <i>Taenia solium</i>	46

Figura 6.15.11 Ciclo de vida de *Hymenolepis nana*..... 47

Índice de Anexos

Anexo 1 Oficio de asignación de tutora de Trabajo de Integración Curricular.....	61
Anexo 2 Solicitud, petición de los Laboratorios de la Facultad de la Salud Humana.....	62
Anexo 3 Protocolo para transporte de muestras de heces	64
Anexo 4 Observación microscópica con solución fisiológica y lugol.....	65
Anexo 5 Método de Concentración Formol-éter (Técnica de Ritchie modificada)	66
Anexo 6 Método de fijación MIF (Mertiolate/Yodo/Formol).....	67
Anexo 7 Tabla de Excel con detalle de parásitos	69
Anexo 8 Formato de reporte de los resultados	70
Anexo 9 Evidencia de recolección de muestras	71
Anexo 10 Certificado de Traductor de Ingles	72
Anexo 11 Certificado de Estructura y Coherencia.....	73
Anexo 12 Evidencia fotográfica	74

1. Título

**Elaboración de atlas digital de parásitos intestinales, con muestras de heces
recolectadas en la Provincia de Loja**

2. Resumen

La parasitología es una rama de la ciencia que estudia en general el parasitismo, las enfermedades parasitarias ocupan el segundo lugar en cuanto a morbilidad y mortalidad, estas enfermedades están relacionadas con factores ecológicos, inmunológicos, genéticos, fisiológicos y nutricionales, incluidos en situaciones socio-económicas y culturales. El presente trabajo tuvo como objetivo elaborar un atlas digital de parásitos intestinales, con muestras de heces recolectadas en la Provincia de Loja; mediante un estudio cuantitativo, descriptivo-transversal, se recolectaron 300 muestras de las cuales en 200 muestras se encontraron parásitos. Los resultados obtenidos fueron presentados mediante un blog, de todas las muestras recolectadas, se encontraron 11 parásitos intestinales, que son: *Entamoeba coli*, *Entamoeba histolytica*, *Iodamoeba butschlii*, *Endolimax nana*, *Giardia lamblia*, *Blastocystis hominis*, *Chilomastix mesnili*, *Ascaris lumbricoides*, *Enterobius vermicularis*, *Hymenolepis nana*, y *Trichuris trihiura*. y 2 que se obtuvieron por medio de la compra de placas fijas: *Ancylostoma duodenale* y *Taenia spp*. Las técnicas que se usaron es el método directo, método de Ritchie y MIF.

Palabras claves

Parasitosis, parásitos intestinales, atlas, técnicas.

Abstract

Parasitology is a branch of science that studies parasitism in general, parasitic diseases rank second in terms of morbidity and mortality, these diseases are related to ecological, immunological, genetic, physiological and nutritional factors, including socio-economic and cultural situations. The objective of this research work was to elaborate a digital atlas of intestinal parasites, with stool samples collected in the Province of Loja; Through a quantitative, descriptive-cross-sectional study, 300 samples were collected, of which parasites were found in 200 samples. The results obtained were presented through a blog, of all the samples collected, 11 intestinal parasites were found, which are: *Entamoeba coli*, *Entamoeba histolytica*, *Iodamoeba butschlii*, *Endolimax nana*, *Giardia lamblia*, *Blastocystis hominis*, *Chilomastix mesnili*, *Ascaris lumbricoides*, *Enterobius vermicularis*, *Hymenolepis nana*, and *Trichuris trihiura*. and 2 that were obtained through the purchase of fixed plates: *Ancylostoma duodenale* and *Taenia* spp. The techniques used are the direct method, Ritchie method and MIF.

Keywords

Parasitosis, intestinal parasites, atlas, techniques.

3. Introducción

La parasitología es una rama de la ciencia que estudia en general el parasitismo (Groot y Gast, 2021). La parasitosis es una infección intestinal que se produce por ingesta de quistes de protozoos, huevos o por la penetración de larvas ingeridas desde el suelo (Castro et al., 2020).

Morales, (2016) menciona que las enfermedades parasitarias ocupan el segundo lugar en cuanto a morbilidad y mortalidad, la prevalencia de estas enfermedades está relacionada con factores ecológicos, inmunológicos, genéticos, fisiológicos y nutricionales incluidos en situaciones socio-económicas y culturales.

En el presente tema de investigación, se planteó la Elaboración de un Atlas digital de parásitos intestinales, con muestras de heces recolectadas en la provincia de Loja, en razón de que en la Facultad de la Salud Humana de la Universidad Nacional de Loja no se dispone de una herramienta de fácil acceso y comprensión para los estudiantes de las diferentes carreras que cursan la asignatura de Parasitología, que permita al momento de relacionar los conceptos teóricos con la práctica correlacionar las imágenes encontradas frente al microscopio, de igual forma descripciones morfológicas, ciclos de vida que refuercen el diagnóstico.

Además, de acuerdo a datos obtenidos en un estudio realizado por Castillo, (2014) de la Universidad Nacional de Loja, se enfocaron en la parasitosis intestinal y su relación con las condiciones higiénico sanitarias en niños de 5 a 12 años del barrio el Prado del cantón Loja, en este estudio se pudo evidenciar que los parásitos de mayor frecuencia a nivel local es *Ameba histolytica*, luego *Ameba coli*, *Blastocystis hominis* y *Giardia lamblia*, mientras que parásitos helmintos no existen hallazgos considerables, lo cual al momento del proceso de enseñanza – aprendizaje no pueden ser obtenidos en las muestras de heces recolectadas, dificultando en algunas ocasiones su observación.

A nivel de instituciones de educación superior existe el interés de disponer de una herramienta de diagnóstico parasitológico, basado en la epidemiología del sector, es así, que en la Universidad Autónoma de Zacatecas “Francisco García Salinas”(Jasso et al., 2016), la unidad académica de Ciencias Químicas, elaboró un Atlas de Parasitología, lo realizaron con la finalidad de brindar información de los parásitos que tienen importancia clínica, enfocándose en su morfología y ciclo vital, y de esa manera facilitar de una herramienta de ayuda visual en el diagnóstico parasitológico.

En la presente investigación se plantearon objetivos: Desarrollar un Atlas digital de parásitos intestinales para la Facultad de la Salud Humana – Carrera de Laboratorio Clínico con muestras recolectadas en la Provincia de Loja; y dos específicos: Mencionar la morfología y ciclo de vida de los parásitos intestinales, obtenidos de muestras recolectadas en la Provincia de Loja; y Describir los métodos utilizados para la observación de parásitos intestinales obtenidos de muestras recolectadas en la Provincia de Loja, se los realizó con la finalidad de llevar a cabo la elaboración del presente atlas.

Para el desarrollo del presente atlas parasitológico se recolectaron 300 muestras de la Provincia de Loja, a fin de que representen la epidemiología del sector, utilizando métodos directo y de concentración, como Ritchie y MIF. Lo cual permitió obtener imágenes de parásitos intestinales más frecuentes de la zona, se obtuvieron un total de 11 parásitos y 2 por medio de placas fijas.

4. Marco Teórico

4.1 Parasitosis Intestinales

Infecciones provocadas por la absorción de quistes, huevos, larvas; algunos pueden causar lesiones, e incluso provocar una reacción en el huésped, lo que conlleva a una enfermedad o muerte, y otros son inofensivos (Washington et al., 2018).

4.2 Parasitismo

Individuos que tienen un grupo de diferentes especies, donde el parásito depende del hospedador (Bastidas et al., 2019).

4.3 Parásito

Organismos como protozoos, helmintos y artrópodos que viven de manera temporal o permanente en el huésped, y pueden ocasionar enfermedades (Acosta et al., 2017).

4.4 Fases del Parasitismo

4.4.1 Contacto parasito huésped

Weinersmith et al., (2017), menciona que tiene dos formas:

Activo: forma infectiva, depende de factores medioambientales.

Pasivo: forma accidental, por hábitos de alimentación del huésped.

4.4.2 Entrada del parásito en el huésped

Weinersmith et al., (2017), menciona que ocurre de dos formas:

Activa: el parásito libera lubricantes y enzimas líticas, contribuyendo a la invasión.

Pasiva: ocurre por la picadura de un artrópodo que actúa como vector.

4.4.3 Establecimiento, desarrollo y multiplicación del parásito

El parásito expresa adaptación ambiental como es la activación y liberación de formas parasitarias, estas se mueven hacia órganos que satisfacen sus necesidades de desarrollo como es la elección de su hábitat, para luego poder reproducirse (García et al., 2017).

4.5 Ciclo de Vida

4.5.1 Hospedadores

Gómez et al., (2021), menciona que al hablar de hospedadores hace referencia a vertebrados e invertebrados que reciben y aíslan parásitos. Mencionando sus pasos según lo siguiente:

- **Hospedador definitivo:** parásitos que se reproducen sexualmente.
- **Hospedador intermediario:** hospeda la forma larvaria o inmadura del parásito.
- **Hospedador accidental:** hospedador que no se haya implicado en el ciclo natural de una parasitosis.
- **Hospedador de transporte:** etapa larvaria, no continúa su ciclo normal, pero puede sobrevivir en el tejido hasta que el huésped final lo ingiera.

4.5.2 Reservorio

Seres humanos, animales, plantas, el suelo, la materia orgánica, los parásitos y otros microorganismos, pueden vivir, multiplicarse y convertirse en una fuente de infección para huéspedes sensibles (Rubio et al., 2017).

4.5.3 Vectores

Artrópodos e invertebrados que albergan parásitos y los transmiten a otros huéspedes (Canals, 2020).

4.6 Clasificación de Parásitos Intestinales

4.6.1 Protozoos / Amebas

4.6.1.1 *Entamoeba histolytica/dispar*.

4.6.1.1.2 Morfología. El trofozoíto es polimórfico, mide 20-40 μm , se multiplica por fisión binaria, contiene núcleo, axoplasma, posee pocos orgánulos, sin retículo endoplásmico, aparato de Golgi y mitocondrias, en cambio, el quiste es redondo u oval, mide de 10-16 μm , rodeado por una capa gruesa de quitina, se observa de 1 a 4 núcleos según la etapa adulta (Román, 2017).

4.6.1.1.3 Ciclo de vida. La forma infectante es el quiste, ingresa por la boca, pasa al intestino o fuera de él, luego son eliminados por las heces, en especial en una infección intestinal; en el medio se destruye la forma vegetativa, pero los quistes son más resistentes (Avilés et al., 2019).

4.6.1.2 *Entamoeba coli*.

4.6.1.2.1 Morfología. El trofozoíto mide de 20 a 30 μm , con retículo endoplásmico, vacuolas, bacterias y sin glóbulos rojos, el ectoplasma presenta pseudópodos romos, lo que provoca movimientos lentos, estrechos y sin dirección, el núcleo tiene grandes cariosomas excéntricos y alrededor de la envoltura nuclear la cromatina es una gran masa irregular; en cuanto, el prequiste tiene un tamaño similar al trofozoíto, redondas, tiene de 1-2 núcleos y, a veces, presenta vacuola idófila; por lo tanto, el quiste mide de 15 a 30 μm , redondo o ligeramente ovalado, presenta cuatro o más núcleos en la madurez y tienen las mismas características morfológicas del trofozoíto (Traviezo y Galíndez, 2018).

4.6.1.2 *Endolimax nana*.

4.6.1.2.1 Morfología. El trofozoíto mide de 6 - 12 μm , núcleo visible, cariosoma grande e irregular, ocupa casi todo el núcleo, cromatina pequeña, citoplasma granular y vacuolado, presenta un movimiento lento sin orientación, llevado a cabo por pseudópodos cortos, romos y hialinos; en cambio el quiste mide de 5 a 10 μm , su tamaño típico es de 6 a 8 μm , su forma varía de esférica a ovalada, el quiste maduro contiene 4 núcleos, es raro ver un quiste inmaduro,

los núcleos presentan un cariosoma bien definido, se ubican de manera excéntrica, carecen de cromatina periférica y el citoplasma de cromosomas, en ocasiones se observan pequeñas partículas o inclusiones (Alarcón et al., 2019).

4.6.1.3 *Iodamoeba bütschlii*.

4.6.1.3.1 Morfología. El trofozoíto mide de 11-16 μm , con un solo núcleo, rodeado por una envoltura nuclear muy delgada, cariosoma grande, con gránulos acromáticos, el citoplasma presenta gránulos, la vacuola bacterias y levaduras, por lo tanto, el quiste mide de 8-10 μm , sin forma específica, puede ser ovalada, redonda a elíptica, con un solo núcleo, cariosoma rodeado por gránulos acromáticos, grandes y excéntricos, el citoplasma contiene una vacuola que ocupa la mayor parte del espacio (Romaneli et al., 2020).

4.6.1.3.2 Ciclo de vida amebas no patógenas. El trofozoíto es la forma infecciosa. El quiste es la forma infectiva. Al ingerir los quistes en el tracto gastrointestinal, se produce la enquistación. Una vez en el tubo digestivo se vuelve a producir la enquistación. Los quistes son eliminados por las heces, pasan al ambiente donde pueden ser viables por mucho tiempo (Botero y Restrepo, 2012).

4.6.2 *Blastocystidae*

4.6.2.1 *Blastocystis hominis*.

4.6.2.1.1 Morfología. Su tamaño varía desde 2 hasta 200 μm , con frecuencia se observa de 5 a 40 μm , núcleo esférico con uno a dos núcleos. Sus pseudópodos le ayudan a desplazarse y fagocitar a células más pequeñas que actúan como presas del parásito (Becerril, 2014).

Becerril, (2014), menciona que existen seis estadios morfológicos, como son: fase avacuolar, mide 5 μm , tiene de uno a dos núcleos, fase que anticipa la formación de vacuolas; fase vacuolar, mide 2 a 200 μm , con frecuencia se observa de 15 a 25 μm ; su forma es esférica, formada por una gran vacuola que está rodeada de un citoplasma que contiene organelos del microorganismo como lo es su núcleo, esta forma se encuentra con mayor frecuencia; fase

multivacuolar, mide entre 5 - 8 μm , tiene uno o dos núcleos, es la fase transicional entre las fases vacuolar y quística; fase granular es similar a la fase vacuolar, a excepción de que presenta múltiples gránulos dentro de la vacuola y su citoplasma, tiene uno a cuatro núcleos y a veces más, mide de 3 hasta 80 μm ; puede ser un estadio degenerado; y por último fase de quiste, es la más pequeña y resistente, con una pared quística multicapas, tiene de uno a dos núcleos, pero no un número definido, no presenta vacuola central, pero sí otras de menor tamaño.

4.6.2.1.2 Ciclo de vida. El quiste es la forma infectiva del parásito, la infección ocurre por consumo de agua, alimentos, manos sucias que estén contaminados con material fecal. En el intestino grueso se produce el desenquistamiento; donde se libera la forma vacuolar, se divide por fisión binaria y es capaz de transformarse en las otras formas parasitarias. La forma vacuolar da origen al quiste en el colon y se elimina con las heces (Coco et al., 2019).

4.6.3 Flagelados

4.6.3.1 Giardia lamblia.

4.6.3.1.1 Morfología. El trofozoíto mide 15 μm de largo y 7 μm de ancho, con movimiento lento, vibratorio y rotatorio, le permite trasladarse de un lugar a otro, y observar su ventosa, tiene forma piriforme, con dos núcleos con aspecto de anteojos en la parte anterior, posee una ventosa, un axostilo en el centro y cuatro pares de flagelos en la parte delantera: uno en el frente, dos en el costado y uno posterior, el axostilo pasa a través de dos estructuras en forma de coma, llamadas cuerpos parabasales, ambos núcleos tienen un núcleo central conectado por rizoplastos y terminan en el extremo anterior de estilo del axostilo en dos órganos puntiformes, llamados blefaroplastos; en cambio el quiste mide 10 μm , es oval con doble membrana, pared gruesa quística, poseen de dos a cuatro núcleos y un axostilo, contiene núcleos en el citoplasma, los quistes maduros poseen cuatro y los inmaduros dos, presentan restos flagelares y, a veces, cuerpos parabasales (Carranza y Rojas, 2019).

4.6.3.1.2 Ciclo de vida. La infección comienza cuando se ingiere un quiste maduro, el desenquistamiento se da en el duodeno, cuando se liberan dos trofozoítos y se reproducen por fisión binaria. A medida que se mueven hacia el borde del intestino ocurre el enquistamiento, los quistes que infectan se eliminan en las heces (Paredeza et al., 2018).

4.6.3.2. Chilomastix mesnili.

4.6.3.2.1 Morfología. El trofozoíto mide de 6 - 24 μm con una media de 10-15 μm , es piriforme, con un solo núcleo, presenta tres flagelos ubicados arriba y un surco en espiral a lo largo del cuerpo, su movilidad es circular, el núcleo está ubicado en la parte anterior y contiene pequeños cariosomas que se encuentran en el centro o en el lado opuesto de la membrana nuclear, la cromatina es granular y puede distribuirse de manera uniforme o irregular en la membrana nuclear; en cambio el quiste mide de 6-10 μm , tienen forma de limón, posee un solo núcleo grande que contiene un cariosoma voluminoso, la cromatina puede estar concentrada en un lado del núcleo, las fibrillas del quiste le dan aspecto de imperdible abierto a lo largo del citostoma (Arguero y Echeverria, 2018).

4.6.3.2.2 Ciclo de vida. Los trofozoítos y quistes se encuentran en las heces, la infección ocurre cuando el quiste se ingiere a través de la boca, llevando agua o alimentos contaminados con heces. El trofozoíto se libera en el intestino, se hospedan en el colon, donde se alimentan y se reproducen dando lugar a nuevos quistes, y de esa manera cierran su ciclo de vida (Arguero y Echeverria, 2018)

4.6.4 Nemátodos

4.6.4.1 Trichuris trichiura

4.6.4.1.1 Morfología. Las larvas son de color blanco, las hembras miden de 35-50 mm de largo y los machos 30-45 mm de largo, es también llamado gusano látigo, por lo que el tercio anterior es más delgado que los dos tercios posteriores. Se localiza una abertura bucal sin labios

en el extremo anterior, la parte anterior del esófago es muscular y delgada, y la parte final tiene una capa de células secretoras llamadas esticocitos, el cordón que forman se denomina esticosoma, este ayuda a distinguirlos de otros nematodo, la cola del macho es muy enrollada, a veces se puede evidenciar su espícula de apareamiento, en las hembras, la cola es recta y achatada; en cambio los huevos son de color marrón, mide 45-55 μm de largo y 20-25 μm de ancho, su forma es elíptica, parecido a un barril, bolillo o un balón de fútbol americano. Se encuentra un tampón mucoso en ambos extremos del huevo, lo que le da una forma distintiva (Murillo et al., 2021).

4.6.4.1.2 Ciclo de vida. Los huevos que no fueron embrionados se eliminan en las heces, luego estas se desarrollan en el suelo desde la etapa de dos células hasta la etapa avanzada de fragmentación, después se convierten en embriones, se transmiten durante 15-30 días, después de haber ingerido comida mal lavada con la mano, estos huevos eclosionan en el intestino delgado, liberando larvas para convertirse en adultos y colonizar en el colon. Los gusanos adultos de 4cm, habitan en el ciego y en el intestino grueso. Los adultos se fijan en su lugar y la parte anterior se entrelaza con las membranas mucosas. Las hembras comienzan a poner huevos entre 60 y 70 días después de la infección, estas hembras arrojan de 3.000 a 20.000 huevos por día. Los adultos tienen una vida útil cerca de un año (Caicedo, 2021).

4.6.4.2 *Ascaris lumbricoides.*

4.6.4.2.1 Morfología. La larva hembra mide de 20 a 30 cm de largo y de 3 a 6 mm de diámetro, los machos miden de 15 a 20 cm de largo y de 2 a 4 mm de diámetro. Son de color rosa o blanco amarillento. La cola de la hembra termina en línea recta y la del macho se curva hacia arriba, con dos espinas visibles para ayudar en el apareamiento; por lo tanto, el huevo fértil mide 60 μm , es ovalado o redondo, con tres membranas una mamelonada y dos lisas, estos huevos son de color marrón y tienen una sustancia granular en su interior, donde se

depositan las larvas; y los huevos estériles son irregulares y alargados, con procesos externos irregulares o ausentes y de una sola membrana (Guevara, 2019).

4.6.4.2.2 Ciclo de vida. Los seres humanos pueden ingerir huevos infectados, y estos pasan al intestino delgado donde se eclosionan y liberan larvas, estas penetran en la pared intestinal, viajan a través de la circulación al hígado, luego a la circulación sistémica, llegando a los pulmones, donde continúan madurando (10-14 días). Los huevos no son infecciosos, el óvulo fertilizado luego de ser fecundado se vuelve infeccioso dentro de 18 días o semanas. Las larvas penetran en la pared alveolar, trepan por el árbol bronquial y llegan a la mandíbula, donde son deglutidas. Por lo tanto, regresan al intestino, donde crecen hasta la etapa adulta (Botero & Restrepo, 2012).

4.6.4.3 *Enterobius vermicularis*.

4.6.4.3.1 Morfología. Los huevos miden de 50-54 μm de longitud por 20-27 μm de ancho, poseen doble membrana, son de color blanco, transparente, su forma se asemeja a una “D”, por lo que son planos por un lado y convexos por el otro (Giraldo et al., 2020).

4.6.4.3.2 Ciclo de vida. La autoinfección por los huevos ocurre cuando se lleva alimentos contaminados directamente a la boca, ropa contaminada, o al rascarse el área alrededor del ano, ya que estos huevos son depositados cerca del ano. Al ingerir huevos infectados, estos se incuban en el intestino delgado donde son liberados y en el colon se asientan los adultos (Botero & Restrepo, 2012).

4.6.4.4 *Ancylostoma duodenale*.

4.6.4.4.1 Morfología. Los huevos miden de 60 - 75 por 36 - 40 μm , su forma es oval, presenta una capa fina, lisa y transparente. Las células se retraen y dejan un espacio característico debajo de la cascara (Cisneros et al., 2021).

4.6.4.4.2 Ciclo de vida. Cuando estos huevos son eliminados en la materia fecal infectada, tienden a presentar de 2 a 8 células. Al entrar en contacto con suelo arenoso, húmedo y cálido son condiciones favorables para que se desarrollen las larvas. Dentro de 24 y 48 horas eclosiona la larva rabadiforme, y entre 5 y 8 días, la larva pasa al estado filariforme, esta larva ya es infectante para el hombre, conservándose viable en un hábitat propicio, durante varias semanas (Botero y Restrepo, 2012).

4.6.5 Platelminetos

4.6.5.1 Taenia spp. (*Taenia solium* / *Taenia saginata*).

4.6.5.1.1 Morfología. Los huevos miden de 31-43 μm , son esféricos, presentan un color amarillo pardo, con cubierta estriada y radiada que se desprenden. En su interior contiene embrión de hexacanto. El huevo debe pasar al estómago para que sea infectante, ya que el jugo gástrico permite la liberación de la oncosfera (Sánchez, 2021).

4.6.5.1.2 Ciclo de vida. El hospedador definitivo es el hombre, se infecta al ingerir carne de cerdo contaminada o cruda. La forma en la que se transmiten estos huevos es mediante materia fecal, donde los anillos grávidos (4 o 5) son arrastrados con las heces, luego en el medio externo se rompe el útero y se liberan los huevos, sobreviven durante días o meses en el medio ambiente (Murillo et al., 2021).

4.6.5.2 Hymenolepis nana.

4.6.5.2.1 Morfología. El huevo tiene una forma ovalada, mide de 35 a 45 μm , presenta una membrana externa y una membrana interna con dos engrosamientos polares, que se desprenden de 4 - 8 filamentos polares, también un embrióforo delgado que está en contacto con la oncosfera (embrión hexacanto). Los embriones hexacantos tienen 6 ganchos (Coello et al., 2020).

4.6.5.2.2 Ciclo de vida. Los huevos se transmiten por ingerir alimentos contaminados con el parásito; además de infectar al humano, también infecta al ratón. Estos huevos al llegar al intestino disuelven sus cubiertas, y queda libre el embrión hexacanto que penetra la vellosidad intestinal del mismo hospedero, donde se transforma en cisticercoide, llega a madurar en 72 horas, rompe la vellosidad intestinal, se fija en la mucosa, y ahí crece hasta llegar a la forma adulta en 15 días. Los segmentos grávidos dejan en libertad los huevos, que salen al exterior con las excretas para comenzar de nuevo el ciclo (Zumba et al., 2021).

4.7 Técnicas para identificación de parásitos

Existen diversas técnicas para la identificación de parásitos, a continuación, describiremos algunas:

4.8 Preparaciones microscópicas frescas en solución salina y solución yodada

Este examen en fresco se realiza con solución salina y Lugol, de manera que facilita visualizar características específicas de los diferentes parásitos intestinales (Rimache y Manchego, 2020).

4.9 Método de Concentración Formol-éter (Técnica de Ritchie modificada)

Esta técnica se basa en la concentración de formas parasitarias por centrifugación, utilizando formalina, éter para separar y mejorar la visualización de los elementos parasitarios. Se aplica cuando en la muestra es limitado el número de parásitos presentes, su objetivo es aumentar la sensibilidad de análisis parasitológico (Giraldo y Guatibonza, 2017).

4.10 Método MIF (Mertiolato/Yodo/Formol)

Sirve para fijar y teñir quistes, trofozoítos, huevos y larvas, facilitando su visualización en el microscopio. Se usan dos reactivos: solución de Mertiolato/Formol y solución de Yodo (Becerril, 2014).

5. Metodología

5.1 Tipo de estudio

El presente estudio fue de diseño cuantitativo, de tipo descriptivo y de corte transversal, mediante el cual identifique los parásitos intestinales más frecuentes que se encontraron en muestras de heces que fueron recolectadas en algunos cantones de la Provincia de Loja.

5.2 Área de estudio

El estudio se llevó a cabo en la Provincia de Loja, ubicada entre las latitudes Sur: 03°19'49" y 04°45'00", tiene una superficie aproximada de 10.790 km² equivalente al 4% de la superficie del país. Los cantones en los que se pudieron recolectar las muestras comprenden: Calvas, Catamayo, Espíndola, Gonzanamá, Loja, Macará, Olmedo, Paltas, Pindal, Saraguro y Sozoranga.

5.3 Universo

Lo constituyeron 300 muestras de heces recolectadas de pacientes de la Ciudad de Loja y su provincia.

5.4 Muestra

Se consideraron 200 muestras de heces en las que se observaron parásitos.

5.5 Criterios de Inclusión y Exclusión

5.5.1 Criterios de Inclusión.

- Muestras en las que se detectó parásitos intestinales
- Muestras adecuadas para el correcto análisis de parásitos intestinales

5.5.2 Criterios de exclusión.

- Muestras que no fueron conservadas adecuadamente
- Personas que no quisieron colaborar con la muestra

5.6 Equipos y Materiales

Las muestras fueron procesadas en el Laboratorio de Microbiología y Parasitología de la Facultad de la Salud Humana, y se organizaron de la siguiente manera:

5.6.1 Fase pre analítica.

- Recolección y transporte adecuado de muestras. (Anexo 3)

5.6.2 Fase analítica.

- Observación microscópica con solución fisiológica y lugol (Anexo 4)
- Método de Concentración Formol-éter (Técnica de Ritchie modificada) (Anexo 5)
- Método de Fijación MIF (Mertiolato/Yodo/Formol) (Anexo 6)

5.6.3 Fase post analítica.

- Tabla Excel con detalle de parásitos. (Anexo 7)

5.7 Instrumentos de recolección de datos

Se realizó una tabla en Excel donde representa los parásitos encontrados, consta de un número y el nombre del parásito encontrado, se usó un celular POCO X3 para capturar los parásitos. Además, se aplicó método directo con suero fisiológico y lugol, también, técnica de concentración y fijación.

5.8 Tabulación y análisis

Para la tabulación de la información de la presente investigación, fue mediante una cámara de celular POCO X3, en la que se utilizaron imágenes cuya nitidez fue representativa, las cuales se ubicaron de acuerdo a los objetivos planteados, aportando una imagen más actualizada de los diferentes parásitos intestinales.

5.9 Presentación de datos

Los resultados obtenidos de todas las muestras que resultaron con parásitos, corresponden a 11 parásitos intestinales obtenidos de muestras recolectadas en la Ciudad y en algunos cantones de la Provincia de Loja, 2 parásitos se obtuvieron por medio de la compra de placas fijas, debido a la dificultad de hallazgo de parásitos. Los resultados fueron presentados en un blog, de acuerdo a los objetivos planteados, los mismos que fueron exteriorizados mediante imágenes de buena calidad en el siguiente link: <https://parasitosintestinalesatlas.blogspot.com/>

5.10 Consideraciones éticas

En el presente trabajo se respetó la privacidad de los resultados obtenidos de las muestras recolectadas, sin considerar los nombres de los pacientes de quienes se obtuvo los especímenes, por lo que se aplicó los principios de la bioética, además, los procedimientos de laboratorio realizados en sus diferentes fases, fueron aplicando criterios de calidad y bioseguridad, además se cumplió con el principio de beneficencia, al momento de aportar algunos resultados con los que se estableció compromiso de entrega de resultados de los pacientes.

6. Resultados

6.1 Quiste de *Entamoeba histolytica/dispar*

Figura 1



Nota: Quiste preparado con suero fisiológico

Figura 2



Nota: Quiste preparado con lugol, se visualizan dos núcleos, con cariosoma central

Figura 3



Nota: Quiste preparado en lugol, con dos núcleos, con cariosoma central

Figura 4



Nota: Quiste obtenido con método Ritchie y lugol, se visualiza un núcleo, con único cariosoma central.

Figura 5



Nota: Quiste con método Ritchie, y preparación MIF, se visualiza dos núcleos.

Figura 6



Nota: Quiste con método Ritchie, y preparación MIF, se visualiza dos núcleos, con cariosoma central.

6.2 Quiste de *Entamoeba coli*

Figura 7



Nota: Quiste preparado con suero fisiológico, se observa la refringencia del quiste.

Figura 9



Nota: Quiste preparado con lugol, esférico multinucleado.

Figura 11



Nota: Quiste obtenido con método de Ritchie y preparación con lugol. se observa quiste multinucleado.

Figura 8



Nota: Quiste preparado con suero fisiológico.

Figura 10



Nota: Quiste preparado con lugol. multinucleado.

Figura 12



Nota: Quiste obtenido con método de Ritchie y preparación con MIF, se observa quiste multinucleado.

6.3 Quiste de *Endolimax nana*

Figura 13



Nota: Quiste preparado con suero fisiológico.

Figura 15



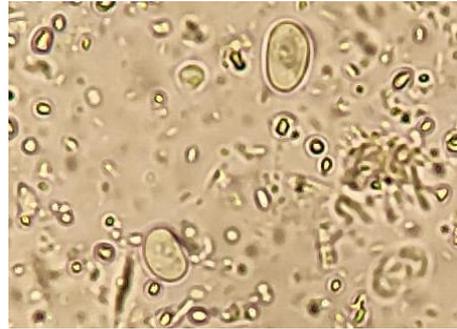
Nota: Quiste preparado con lugol.

Figura 17



Nota: Quiste preparado en lugol.

Figura 14



Nota: Dos quistes con suero fisiológico.

Figura 16



Nota: Dos quistes preparados con lugol.

Figura 18



Nota: Quiste preparado en lugol.

Figura 19



Nota: Quiste obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 20



Nota: Quiste obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 21



Nota: Quiste obtenido con método Ritchie y preparado con MIF.

Figura 22



Nota: Quiste obtenido con método Ritchie y preparado con MIF.

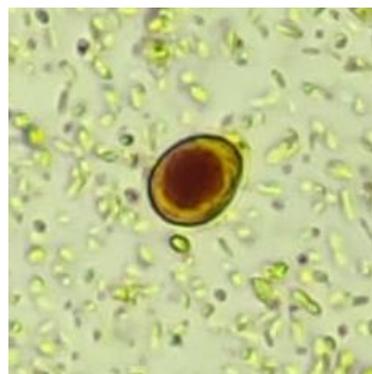
6.4 Quiste de *Iodamoeba bütschlii*

Figura 23



Nota: Quiste preparado en lugol, se observa vacuola de glucógeno.

Figura 24



Nota: Quiste preparado en lugol, se observa vacuola de glucógeno.

Figura 25



Nota: Dos quistes en método Ritchie y preparado con suero fisiológico, se aprecia vacuola de glucógeno.

Figura 26



Nota: Quiste en método Ritchie y preparado con lugol, se aprecia vacuola de glucógeno.

Figura 27



Nota: Quiste en método Ritchie y preparado MIF, se observa vacuola de glucógeno.

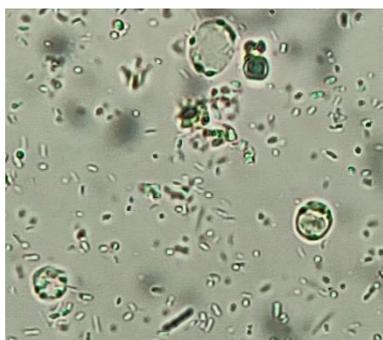
Figura 28



Nota: Dos quistes preparados con MIF, se observa vacuola de glucógeno.

6.5 Quiste de *Blastocystis hominis*

Figura 29



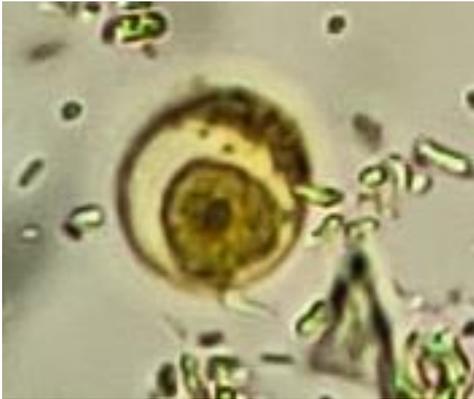
Nota: Tres quistes vacuolares en suero fisiológico, con cuerpo central, rodeada de una capa de citoplasma en donde se observa cuerpos de inclusión oscuros.

Figura 30



Nota: Quiste vacuolar, preparado en lugol.

Figura 31



Nota: Quiste vacuolar, preparado con lugol.

Figura 32



Nota: Quiste vacuolar, obtenido con método Ritchie y preparado con suero fisiológico.

Figura 33



Nota: Quiste vacuolar, obtenido con método Ritchie, preparado con lugol.

Figura 34



Nota: Quiste vacuolar, obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 35



Nota: Quiste vacuolar, preparado con MIF.

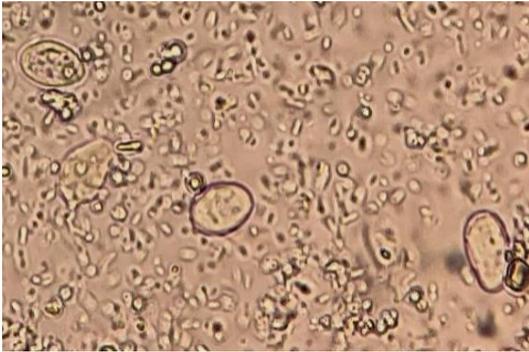
Figura 36



Nota: Quiste vacuolar, preparado con MIF.

6.6 Quiste de *Giardia lamblia*

Figura 37



Nota: Tres quistes, preparados en suero fisiológico.

Figura 39



Nota: Quiste ovalado preparado en lugol.

Figura 41



Nota: Quiste ovalado, obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 38



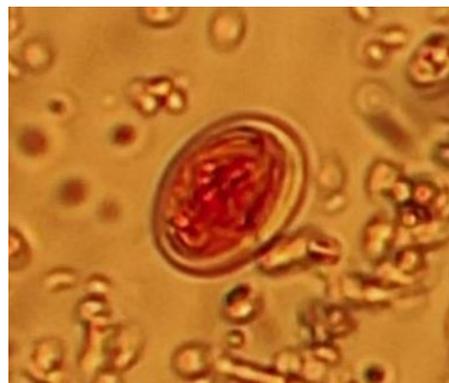
Nota: Quiste ovalado preparado en lugol.

Figura 40



Nota: Quiste ovalado, se observa axostilo, obtenido con método Ritchie y preparado en lugol.

Figura 42



Nota: Quiste ovalado, con doble membrana, preparado con MIF.

Figura 43



Nota: Quiste ovalado, con doble membrana, preparado con MIF.

Figura 44



Nota: Dos quistes ovalados, preparados con MIF.

6.7 Quiste de *Chilomastix mesnili*

Figura 45



Nota: Quiste con forma típica de limón, preparado con suero fisiológico.

Figura 46



Nota: Quiste en lugol, se aprecia su núcleo.

Figura 47



Nota: Dos quistes, forma típica de limón, preparado con lugol.

Figura 48



Nota: Quiste con forma típica de limón, preparado en lugol.

Figura 49



Nota: Quiste obtenido con método Ritchie y preparado con suero fisiológico, se observa su forma típica de limón, con su núcleo.

Figura 50



Nota: Quiste con forma típica de limón. obtenido con método Ritchie y preparado con suero fisiológico.

Figura 51



Nota: Quiste obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 52



Nota: Quiste obtenido con método Ritchie y preparado con MIF.

6.8 Huevo de *Trichuris trichiura*

Figura 53



Nota: Huevo preparado en suero fisiológico.

Figura 54



Nota: Huevo preparado en lugol.

Figura 55



Nota: Huevo obtenido con método Ritchie y preparado con MIF.

Figura 56



Nota: Huevo obtenido con método Ritchie y preparado con MIF.

Figura 57



Nota: Huevo preparado con MIF.

Figura 58



Nota: Huevo preparado en MIF.

6.9 Huevo de *Ascaris lumbricoides*

Huevos fértiles en los que se observa su membrana mamelonada y sus dos capas lisas.

Figura 59



Nota: Preparado en lugol.

Figura 60



Nota: Preparado en lugol.

Figura 61



Nota: Desprendiendo su larva, preparado en lugol.

Figura 63



Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 65



Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 62



Nota: Desprendiendo su larva, preparado en lugol.

Figura 64



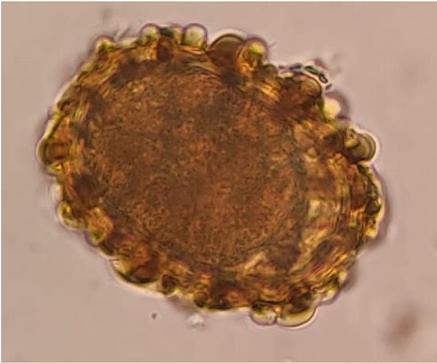
Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 66



Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 67



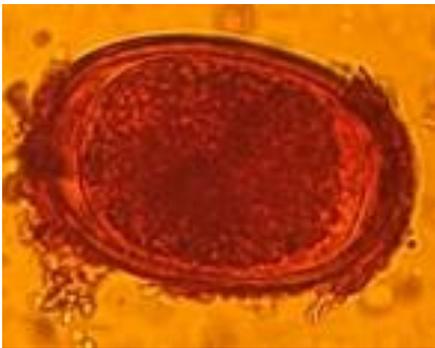
Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 68



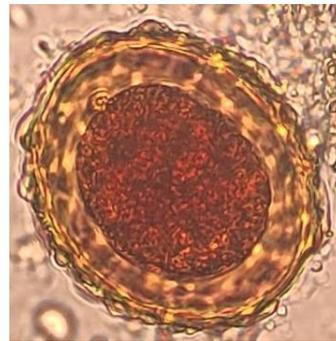
Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 69



Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con MIF.

Figura 70



Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con MIF.

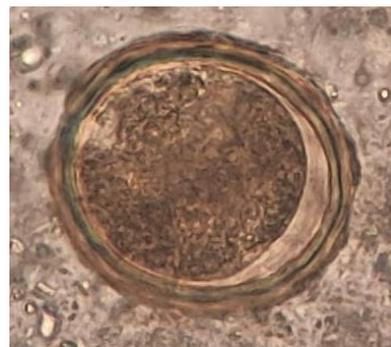
Huevos fértiles decorticados en los que se ha perdido la capa mamelonada y se observa sus dos capas lisas.

Figura 71



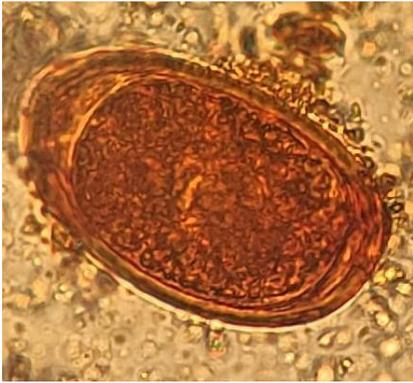
Nota: Preparado en suero fisiológico.

Figura 72



Nota: Preparado en suero fisiológico.

Figura 73



Nota: Preparado con lugol.

Figura 74



Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con suero fisiológico.

Figura 75



Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con suero fisiológico.

Figura 76



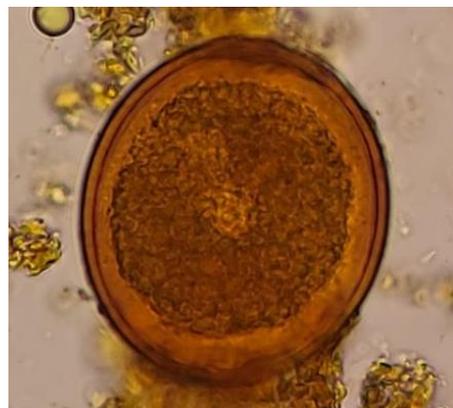
Nota: Huevo fértil decorticado en método Ritchie y MIF.

Figura 77



Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

Figura 78



Nota: Preparado con MIF.

Huevos infértiles, estos carecen de membrana vitelina interna, y se aprecia granulaciones en su interior.

Figura 79



Nota: Preparado con suero fisiológico.

Figura 80



Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con suero fisiológico.

Figura 81



Nota: Obtenido con método Ritchie y preparado con lugol.

6.10 Huevo de *Enterobius vermicularis*

Figura 82



Nota: Transparente, con forma de 'D', posee doble membrana, preparada con suero fisiológico.

Figura 83



Nota: Transparente, con forma de 'D', posee doble membrana, preparada con suero fisiológico.

Figura 84



Nota: Transparente, con forma de "D", posee doble membrana, preparada con suero fisiológico.

Figura 85



Nota: Transparente, con forma de "D", posee doble membrana, preparada con suero fisiológico.

Figura 87



Nota: Transparente, con forma de "D", posee doble membrana, preparada con suero fisiológico.

Figura 88



Nota: Forma de "D", posee doble membrana, preparada con lugol.

6.11 Huevo de *Ancylostoma duodenale*

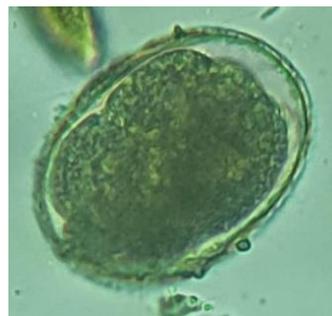
Huevos tomados de placas fijas

Figura 89



Nota: Ovalada, con membrana única uniforme, y con blastómeros.

Figura 90



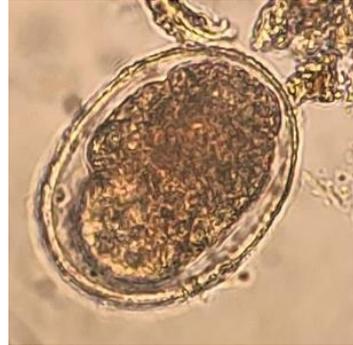
Nota: Ovalada, con membrana única uniforme, y con blastómeros.

Figura 91



Nota: Dos huevos, ovaladas, con membrana única uniforme, y uno de ellos con blastómeros.

Figura92



Nota: Ovalada, con membrana única uniforme, y con blastómeros.

Figura 93



Nota: Ovalada, con membrana única uniforme, y con blastómeros.

Figura 94



Nota: Huevo desprendiendo su larva.

6.12 Huevo de Taenias spp. (solium y saginata)

Huevos tomados de placas fijas.

Figura 95



Nota: Ligeramente ovalado, con doble membrana gruesa y radiada, similar a una llanta, son de color café, en su interior presenta la oncosfera.

Figura 96



Nota: Son de color café, ligeramente ovalado, con doble membrana gruesa y radiada, similar a una llanta, en su interior presenta la oncosfera y sus tres pares de ganchos.

Figura 97



Nota: Son de color café, ligeramente ovalado, con doble membrana gruesa y radiada, similar a una llanta, en su interior presenta la oncosfera.

Figura 98



Nota: Dos huevos, son de color café, ligeramente ovalados, con doble membrana gruesa y radiada, similar a una llanta, en su interior presenta la oncosfera.

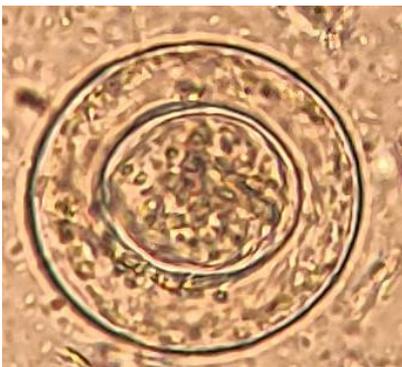
Figura 99



Nota: Tres huevos, color café, ovalados, con doble membrana gruesa y radiada, similar a una llanta, en su interior presenta la oncosfera y sus tres pares de ganchos.

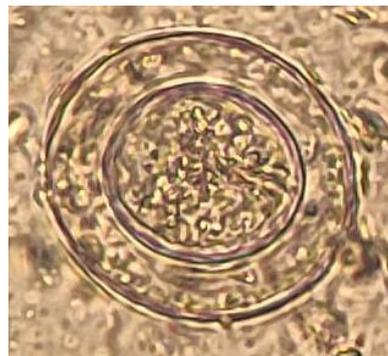
6.13 Huevo de *Hymenolepis nana*

Figura 100



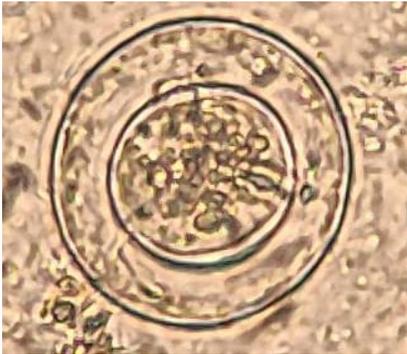
Nota: Transparente, redondeado, con doble membrana, en su interior está la oncosfera con tres pares de ganchos, preparada en suero fisiológico.

Figura 101



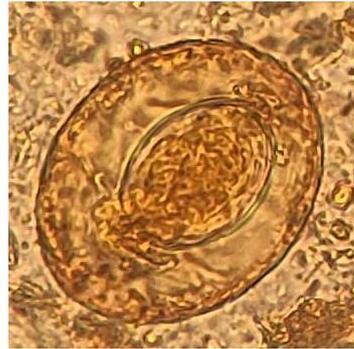
Nota: Transparente, redondeado, con doble membrana, en su interior está la oncosfera con tres pares de ganchos, preparada en suero fisiológico.

Figura 102



Nota: Transparente, redondeado, con doble membrana, en su interior está la oncosfera con tres pares de ganchos, preparada con suero fisiológico

Figura 103



Nota: Ovalado, con doble membrana, y filamentos que salen de los polos de la membrana interna, en su interior está la oncosfera, preparada con lugol.

Figura 104



Nota: Redondeado, transparente con doble membrana, y filamentos que salen de los polos de la membrana interna, en su interior está la oncosfera, obtenida con método Ritchie y preparada con suero fisiológico.

Figura 105



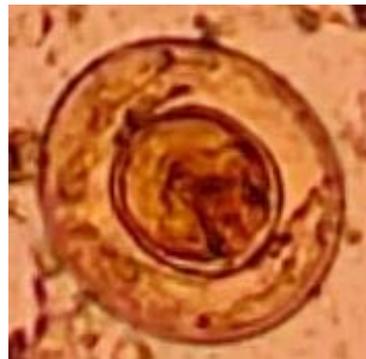
Nota: Ovalado, con doble membrana, en su interior está la oncosfera con tres pares de ganchos, obtenida con método Ritchie y preparada con lugol.

Figura 106



Nota: Redondeado, con doble membrana, en su interior está la oncosfera, preparada con MIF.

Figura 107

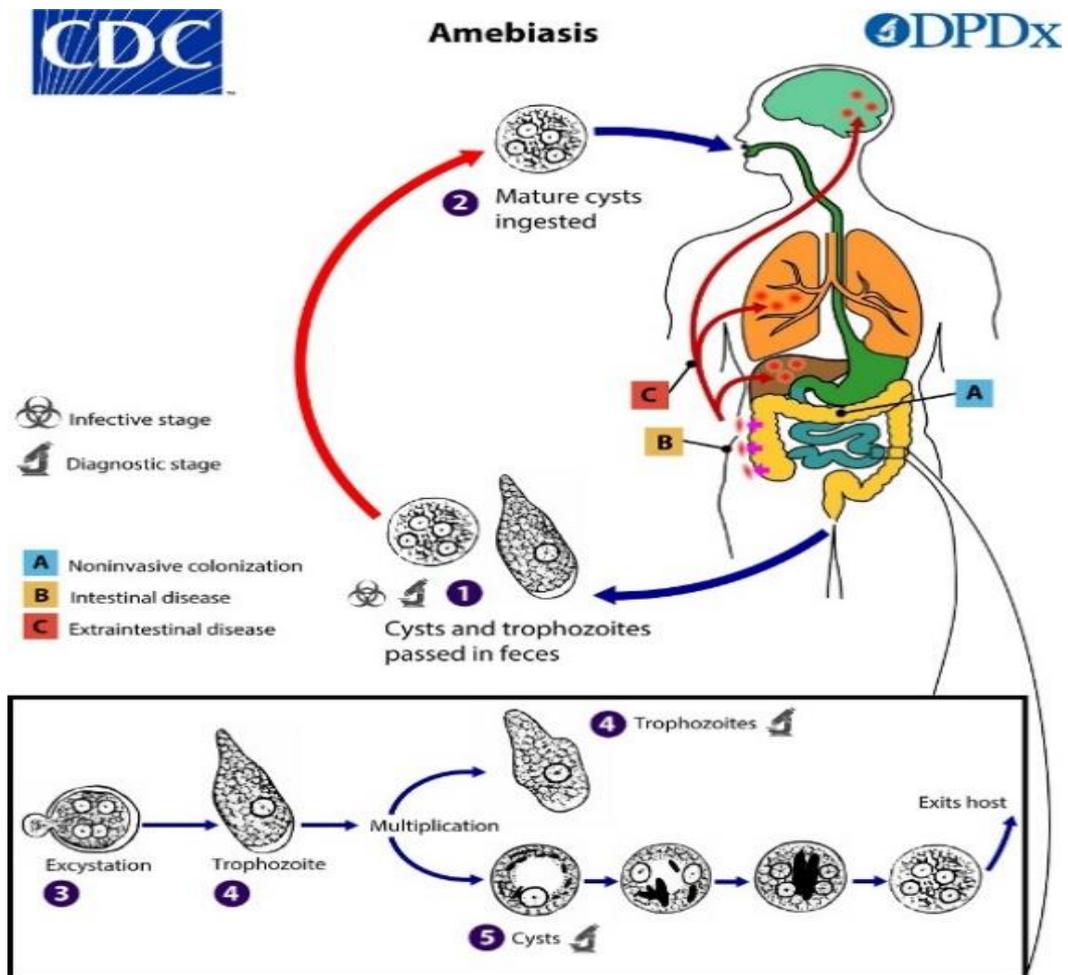


Nota: Redondeada, con doble membrana, en su interior está la oncosfera con sus tres pares de ganchos, preparada con MIF.

6.15 Ciclos de vida

6.15.1 Ciclo de vida de *Entamoeba Histolytica/dispar*

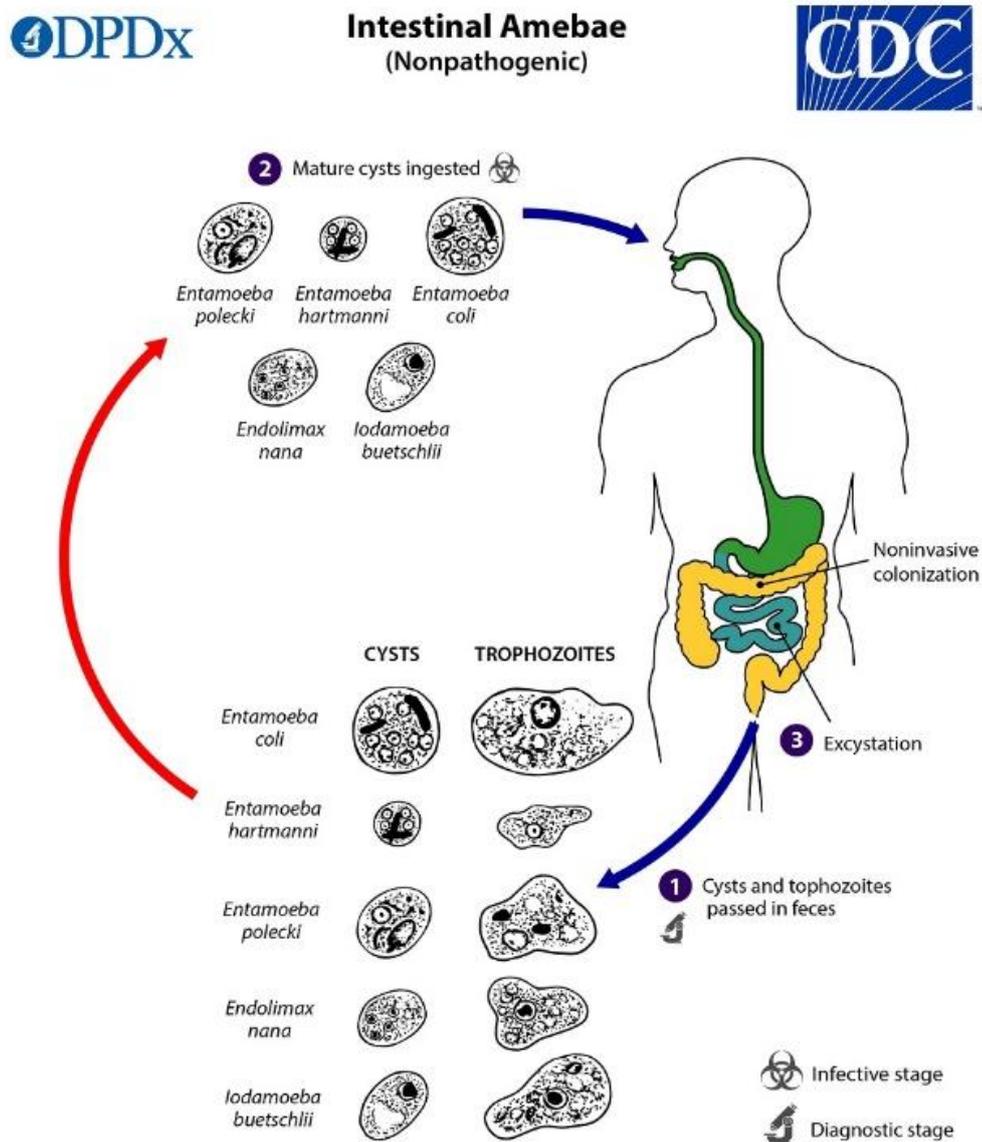
Figura 108



Nota: *Entamoeba histolytica /dispar*. Ciclo de vida. 1. El quiste es la fuente de infección. 2. Ingresar por la boca. a. La amebiasis puede ser intestinal o extraintestinal. b. y c. la persona puede presentar síntomas. 3. Elimina los parásitos por las heces. 4-5. Los trofozoítos se destruyen en el medio, los quistes son más resistentes. Fuente: (CDC, 2019) (Botero y Restrepo, 2012)

6.15.2 Ciclo de vida de Amebas no patógenas (*Entamoeba coli*, *Endolimax nana* y *Iodamoeba bütschlii*)

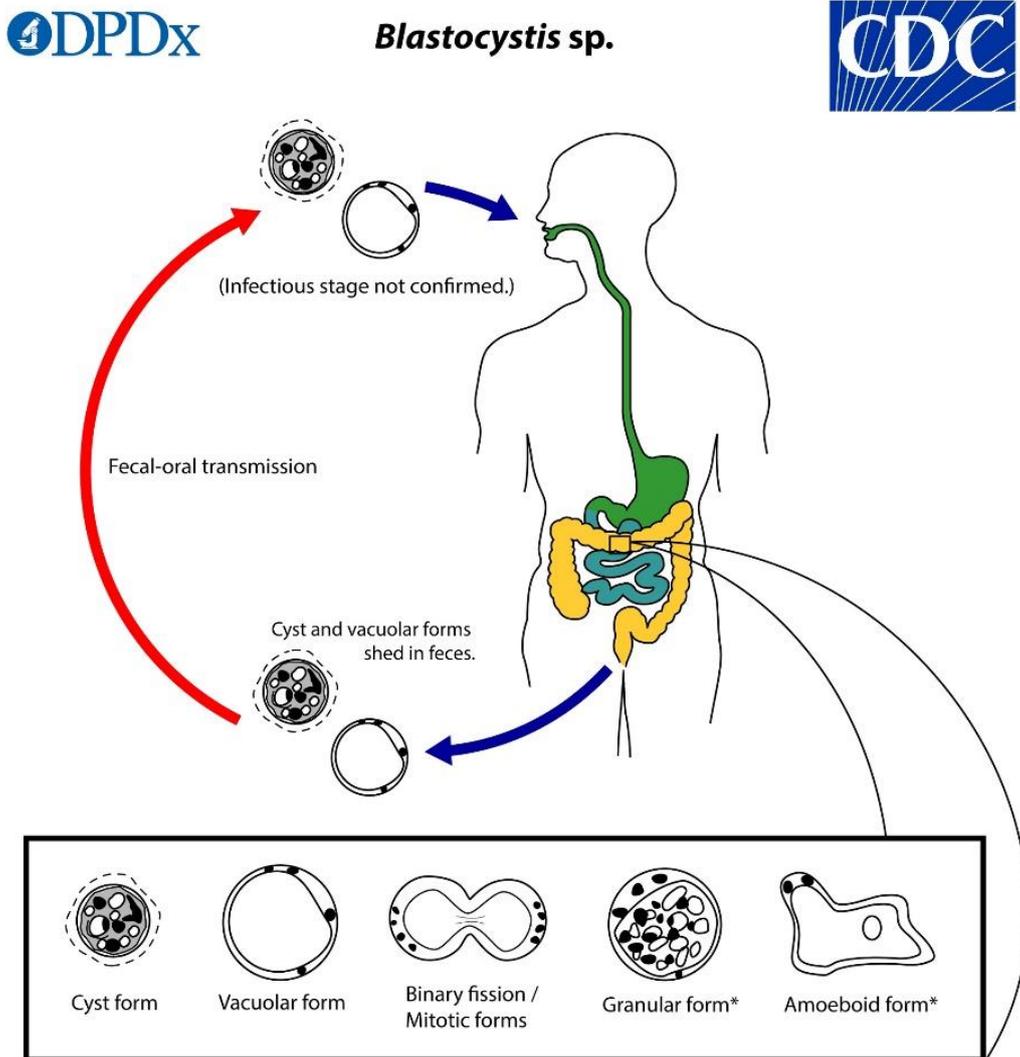
Figura 109



Nota: *Entamoeba Coli*, *Endolimax nana* y *Idamoeba bütschlii*. Ciclo de vida. 1. Los quistes son eliminados por las heces. 2. La infección empieza por la boca, al ingerir quistes. 3. Los quistes se desenquistan en el intestino, los trofozoítos avanzan al colon. En las heces se puede encontrar trofozoítos y quistes. Fuente: (CDC, 2019) (Botero y Restrepo, 2012)

6.15.3 Ciclo de vida de *Blastocystis hominis*

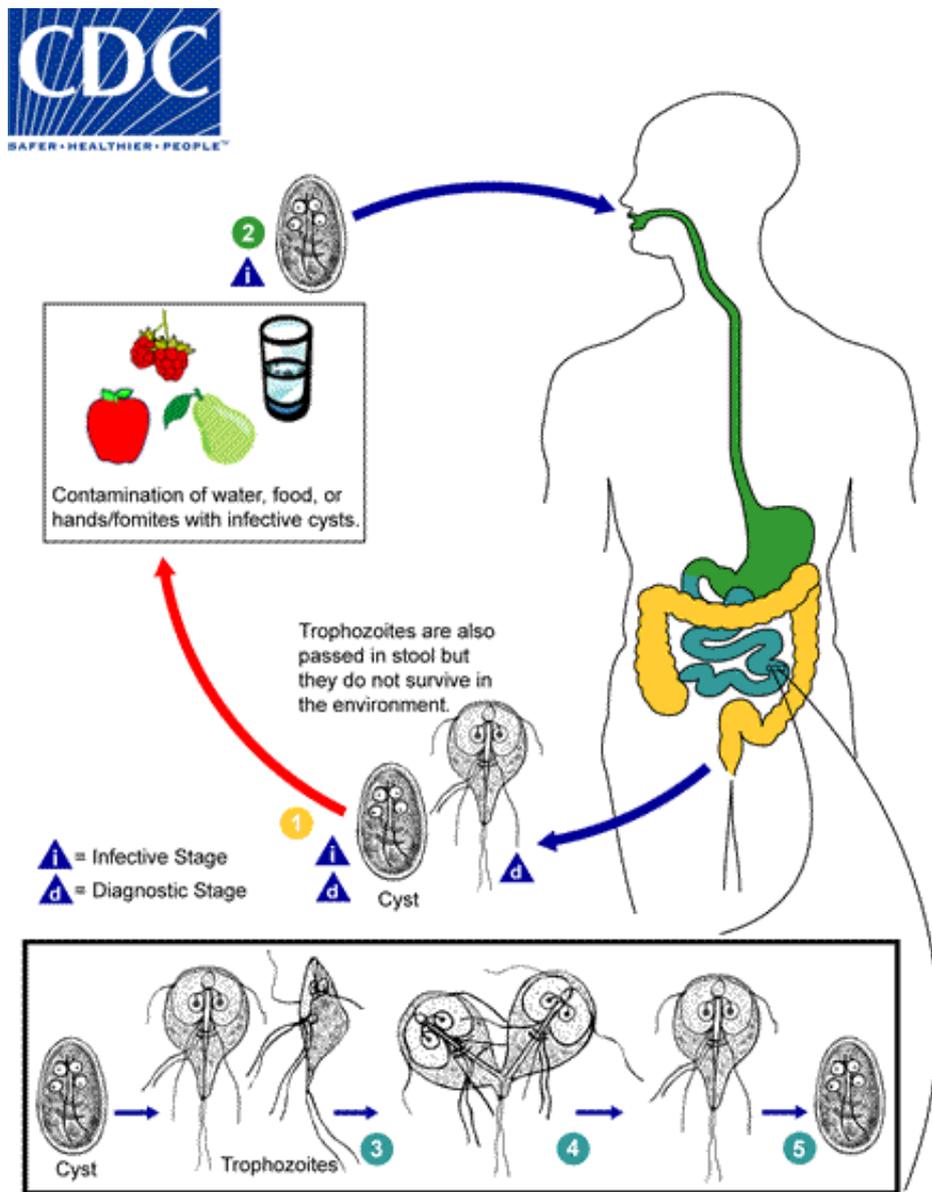
Figura 110



Nota: *Blastocystis hominis*. Ciclo de vida. 1. Empieza por vía oral. 2. Los quistes pasan al colón donde libera otras formas por fisión binaria, como son: quística, vacuolar, granular y ameboide. 3. Los quistes se eliminan por las heces. Fuente: (CDC, 2019) (Botero y Restrepo, 2012)

6.15.4 Ciclo de vida de *Giardia lamblia*

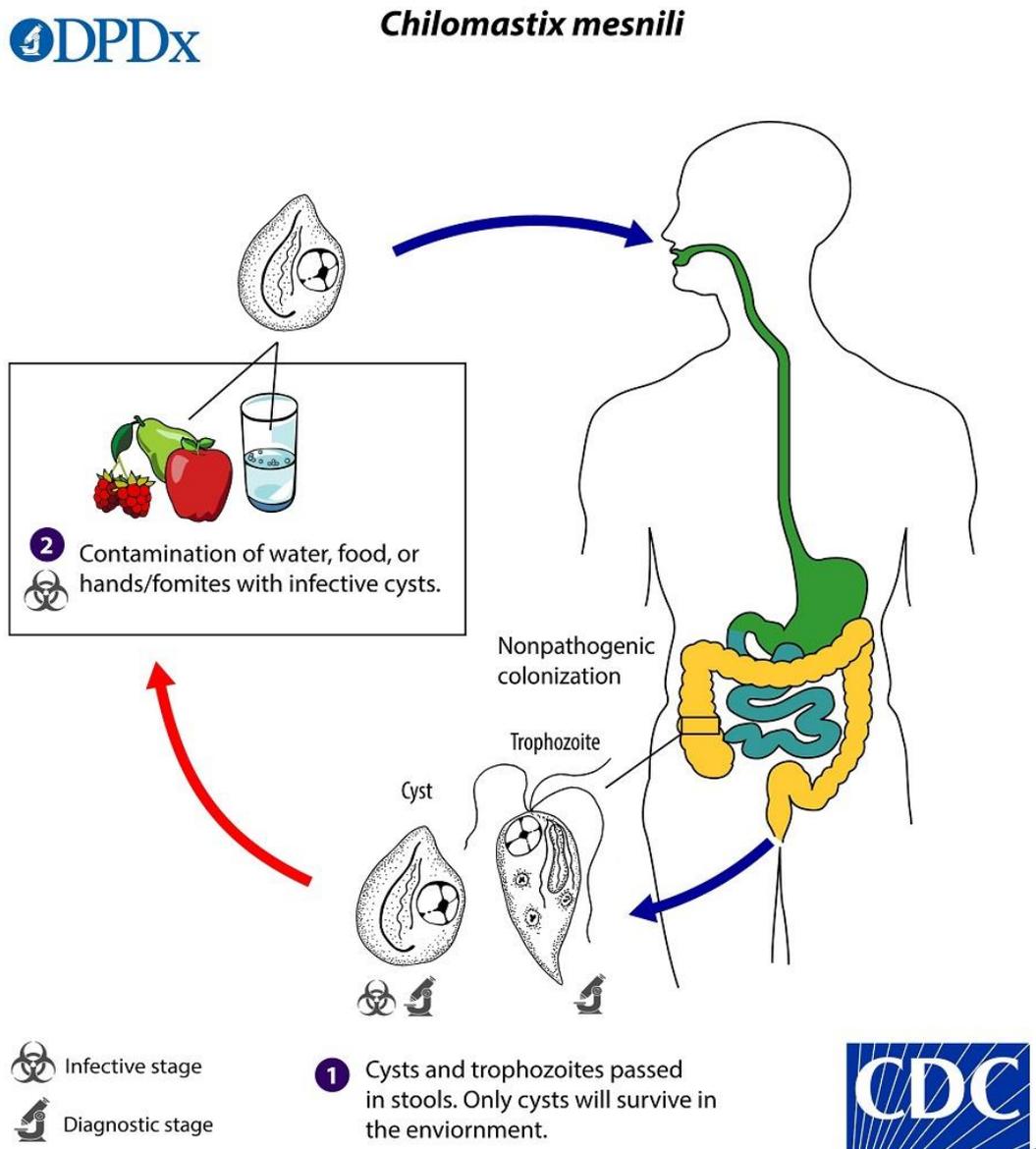
Figura 111



Nota: *Giardia lamblia*. Ciclo de vida. 1. El quiste sobrevive en el suelo. 2. La infección ocurre al ingerir alimentos contaminados con el quiste. 3. En el intestino delgado los quistes se desenquistan y liberan los trofozoítos. 4. Se multiplican por fisión binaria. 5. En las heces se puede encontrar trofozoítos y quistes. Fuente: (CDC, 2017a) (Botero y Restrepo, 2012)

6.15.5 Ciclo de vida de *Chilomastix mesnili*

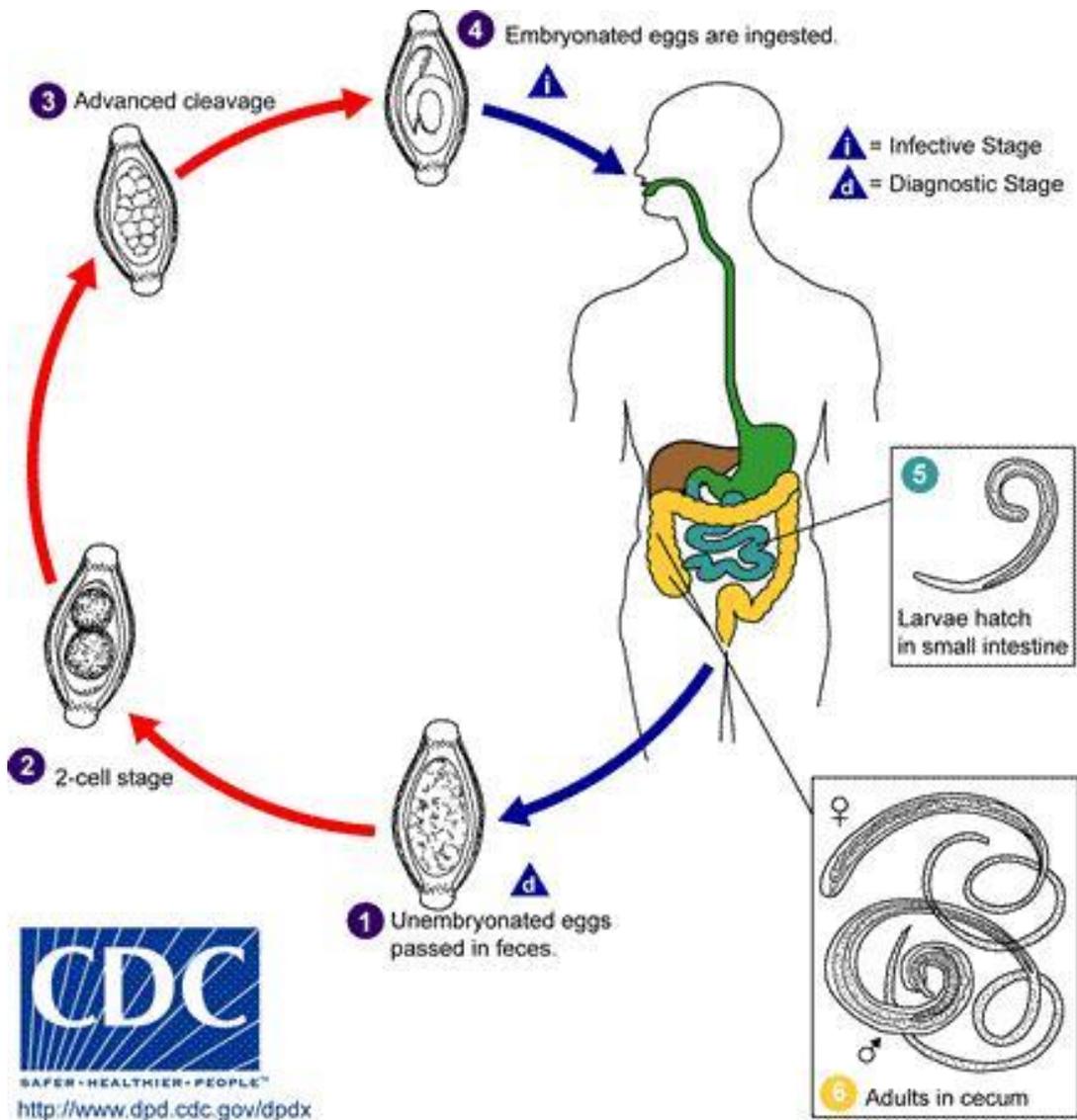
Figura 112



Nota. *Chilomastix mesnili*. Ciclo de vida. 1. Los quistes son resistentes al ambiente. La infección se da al ingerir quistes contaminados en alimentos o por vía oral-fecal. 2. Pasan al intestino grueso y se convierten en trofozoítos, residen en el ciego y colon. En las heces se puede encontrar trofozoítos y quistes. Fuente: (CDC, 2019) (Botero y Restrepo, 2012)

6.15.6 Ciclo de vida de *Trichuris trichiura*

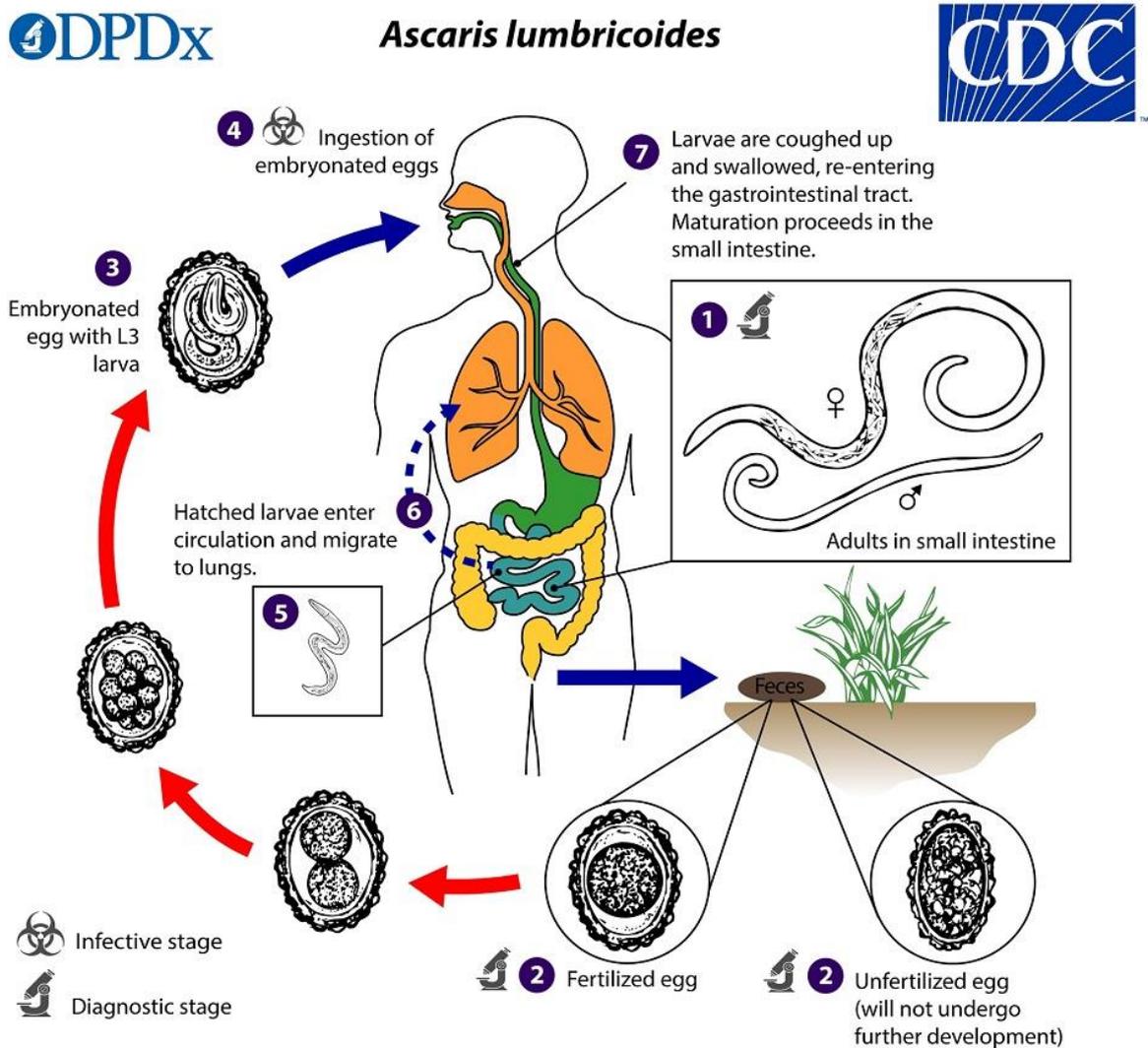
Figura 113



Nota. *Trichuris trichiura*. Ciclo de vida. 1. Por las heces son eliminados los huevos no embrionados. 2 y 3. Al llegar al suelo los huevos se embrionan. 4. Estos huevos se vuelven infecciosos al cabo de 15 a 30 días. Son ingeridos por la boca. 5. En el intestino delgado se incuban y liberan larvas. 6. Las larvas maduran, se instauran en el colon y en el ciego. Fuente: (CDC, 2019) (Botero y Restrepo, 2012)

6.15.7 Ciclo de vida de *Ascaris lumbricoides*

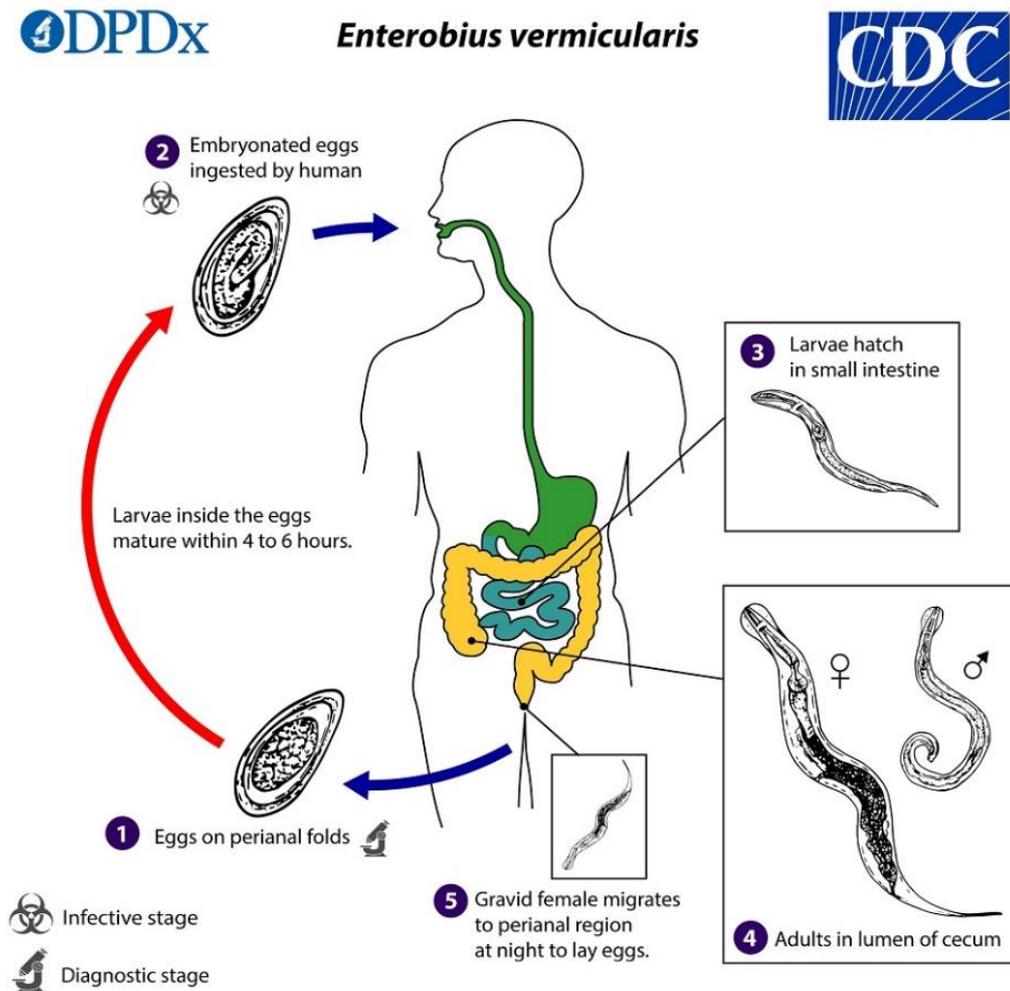
Figura 114



Nota: *Ascaris lumbricoides*. Ciclo de vida. 1. La larva vive en el intestino delgado. 2. Los huevos son eliminados con las heces y contaminan el ambiente. 2. Los huevos no fertilizados no son infecciosos. 3. Los huevos fértiles embrionan en la tierra. 4. El hombre se infecta al ingerir huevos fértiles embrionados. 5. Las larvas circulan en el intestino delgado. 6. Atraviesan la pared intestinal, llegan al corazón y pulmones por vía sanguínea. 7. Ascenden por vía respiratoria a la laringe, faringe y son deglutidas al intestino delgado para su maduración y copulación. Fuente: (CDC, 2019) (Botero y Restrepo, 2012)

6.15.8 Ciclo de vida de *Enterobius vermicularis*

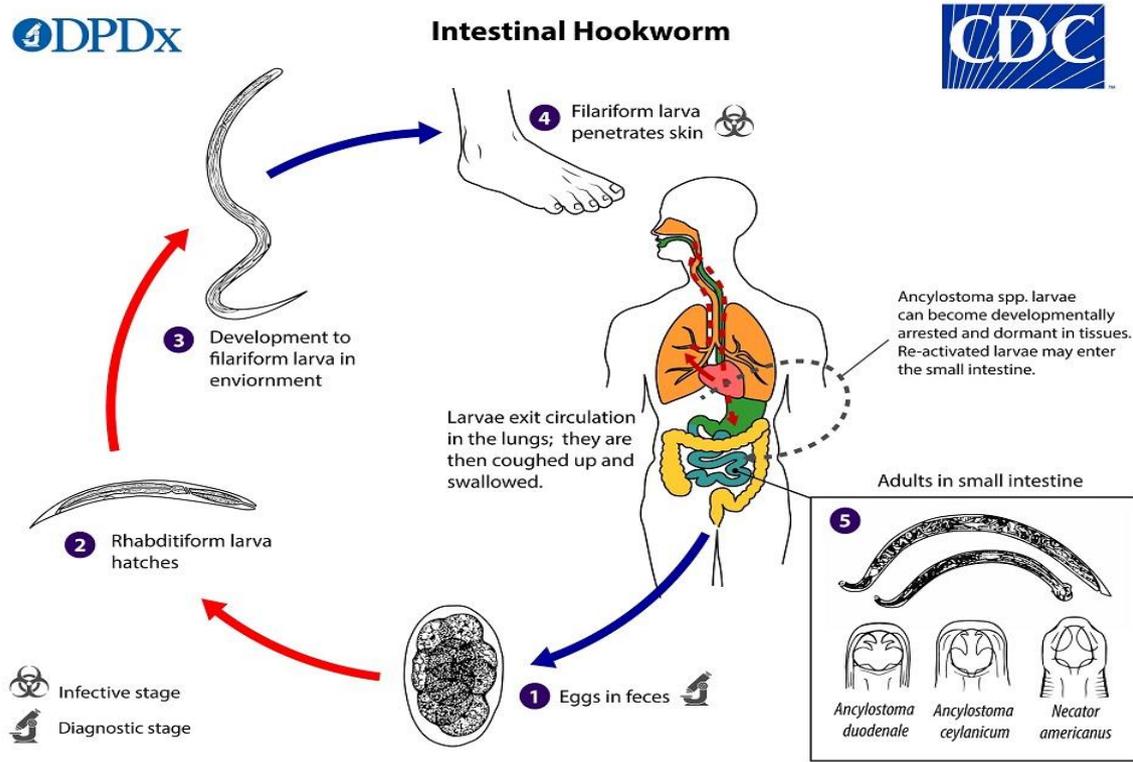
Figura 115



Nota. *Enterobius vermicularis*. Ciclo de vida. 1. Se da de persona a persona y autoinfección (por rascarse la zona perianal y llevar las manos a la boca, ropa infectada, comida, etc.) 2. Una vez que ingresan por la boca, los huevos liberan larvas y se desarrollan en el intestino grueso. 3. Las larvas adultas macho y hembra van al colon y ciego donde copulan. 4 y 5. La hembra sale por las noches a la zona perianal, donde deposita los huevos. (CDC, 2019) (Botero y Restrepo, 2012)

6.15.9 Ciclo de vida de *Ancylostoma duodenale*

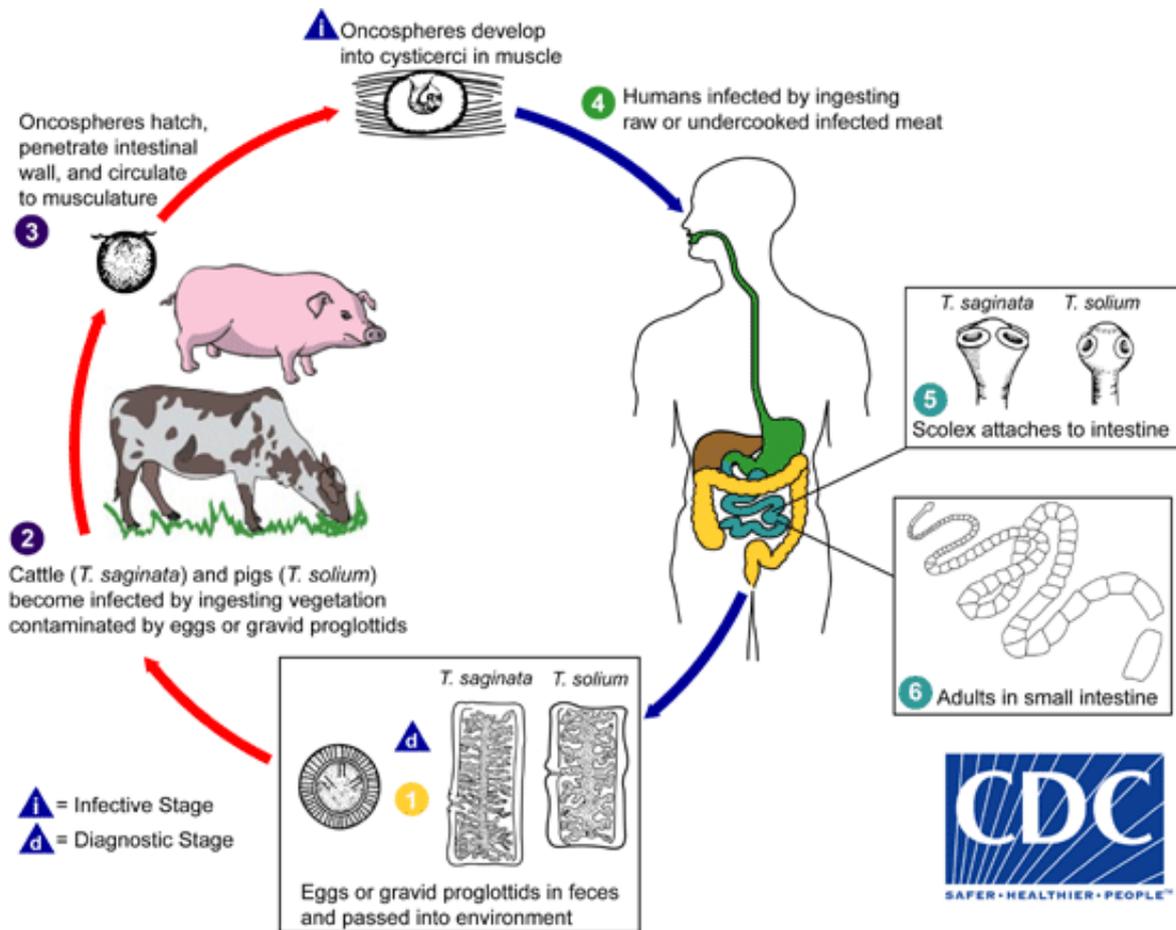
Figura 116



Nota. *Ancylostoma duodenale*. Ciclo de vida. 1. Los huevos son eliminados por las heces, embrionan en la tierra. 2. Dan origen a larvas Rhabditiformes. 3. Luego a larvas filariformes. 4. La infección se adquiere de la tierra, penetran por la piel. 5. A través de la circulación, van al corazón, pulmón, tráquea, son deglutidas y llegan al intestino, donde maduran y copulan. Fuente. (CDC, 2019) (Botero y Restrepo, 2012)

6.15.10 Ciclo de vida de *Taenia solium*

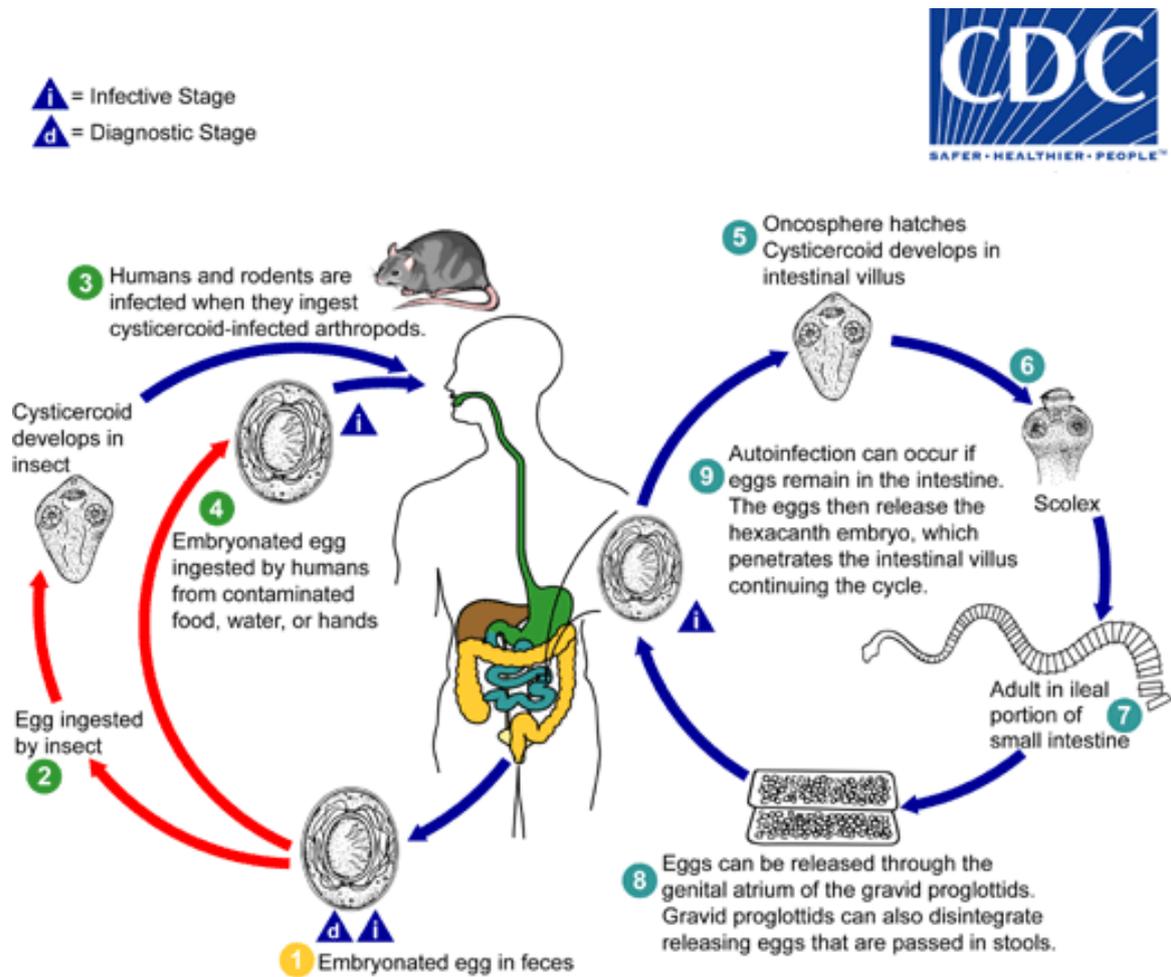
Figura 117



Nota. *Taenia* spp. Ciclo de vida. 1. Los huevos y proglótides se eliminan en las heces. 2. El cerdo o la vaca son huéspedes intermedios, se infectan al ingerir vegetación contaminada con huevos de *Taenia solium* (cerdo) y *Taenia saginata* (vaca). 3. La oncosfera se libera en el intestino del animal. i. Invaden la pared intestinal y migran a los músculos. Algunos cisticercos migran al sistema nervioso central, causando secuelas graves (neurocisticercosis). 4. El ser humano se infecta al consumir carne contaminada. 5. En el intestino los huevos se convierten en larvas. 6. Los adultos producen huevos que son eliminados en las heces. Fuente. (CDC, 2017) (Botero y Restrepo, 2012)

6.15.11 Ciclo de vida de *Hymenolepis nana*

Figura 118



Nota. *Hymenolepis nana*. Ciclo de vida. 1. Los huevos al ser ingeridos por un huésped intermediario. 2. Pueden ser artrópodos (pulgas, cucarachas gorgojos, etc.), se convierten en larvas cisticercoide que infectan al ingerirlos. 3. El hombre y roedores son huéspedes definitivos, en el intestino delgado se convierten en adultos. 4. Los huevos contaminados son ingeridos en alimentos. 5. Liberan sus oncosferas en el intestino del huésped definitivo. 6. Desarrollan el scolex. 7. Se convierten en adultos. 8. Los huevos pueden ser liberados de las proglótides. 9. Ocurre una autoinfección interna por liberación de los huevos. Fuente. (CDC, 2019) (Botero y Restrepo, 2012)

7. Discusión

La parasitosis sigue siendo un problema frecuente en nuestra población, por lo que la concurrencia de estos organismos que a menudo no son patógenos, de una u otra manera favorecen a la transmisión continua de estos parásitos (Jiménez et al., 2019).

Unzaga y Zonta, (2018), de la Universidad de la Plata, realizaron un Atlas Comentado de Protozoología, mencionan que este atlas lo crearon con la finalidad de que sea una herramienta de fácil acceso cuando el laboratorista se encuentra frente al microscopio, y pueda correlacionar los hallazgos parasitológicos con las imágenes del atlas. Hicieron énfasis en las formas parasitarias de importancia sanitaria y epidemiológica, las imágenes recopiladas pertenecen a un registro fotográfico de los autores, principalmente protozoarios intestinales y tisulares, en total obtuvieron 16 parásitos en su mayor parte intestinales, de los cuales 6 de ellos coinciden con el estudio realizado, como son: *Entamoeba coli*, *Endolimax nana*, *Iodamoeba butschlii*, *Giardia lamblia*, *Chilomastix mesnili* y *Blastocystis spp*, destacando que las zonas rurales tienen un mayor número de factores que afectan la incidencia de parasitosis, es por ello que en un estudio realizado en Manabí documento una prevalencia mayor al 50% de protozoarios (Sojos et al., 2017). Resultados similares se encontraron en nuestro estudio obteniendo mayor prevalencia en protozoarios sobre helmintos.

En otro estudio, realizado por (Celi, 2013), en la Universidad Técnica Particular de Loja, denominado, Implementación de un banco de parásitos intestinales de humanos de importancia clínica con fines didácticos para el departamento de Ciencias de la Salud, lo realizaron debido a la dificultad que conlleva conseguir muestras parasitadas que permitan ser una herramienta de enseñanza, la cual facilita el aprendizaje de los alumnos asegurando un set de parásitos intestinales. La creación de este álbum fotográfico fue basada en los parásitos intestinales más prevalentes de la Ciudad de Loja, donde encontraron tanto protozoarios como helmintos con un

total de 13 parásitos, en el estudio realizado se encontraron 11 parásitos de los cuales 10 coinciden con los encontrados en la investigación realizada en la Universidad Técnica Particular de Loja; como son: *Entamoeba coli*, *Entamoeba histolytica*, *Iodamoeba butschlii*, *Endolimax nana*, *Giardia lamblia*, *Blastocystis hominis*, *Chilomastix mesnili*, *Ascaris lumbricoides*, *Hymenolepis nana*, y *Trichuris trihiura*, en un estudio realizado por (Martínez y Tamayo, 2018), menciona que en nuestro medio no se ha erradicado la parasitosis pese a las diferentes campañas de prevención, encontrándose con un 51% de personas parasitadas, es por ello que los datos de este estudio coinciden con el estudio antes mencionado, concluyendo que la parasitosis representa uno de los problemas prioritarios en la población, sobre todo en el sector rural.

En otro estudio (Aguirre y Ruíz, 2018), realizaron un atlas de parásitos intestinales y tisulares, con un total de 67 parásitos, de los cuales 21 son tisulares y 46 intestinales, lo crearon pensando en la necesidad que tienen los profesionales de laboratorio clínico al observar las muestras y encontrarse con estructuras parasitarias que puedan confundirse con estas, basándose en la búsqueda de información bibliográfica para su elaboración.

Villareal, (2020), elaboró un atlas de parasitología, donde realizó una recopilación de 23 parásitos, presentaron 6 tisulares y 16 intestinales, menciona que la labor de un profesional de Laboratorio Clínico recae al reconocer con destreza cada tipo parasitario, por lo que su trabajo consta de una clasificación de imágenes de los parásitos, incluyendo la descripción morfológica.

Así mismo, (Jasso et al., 2016), realizaron un atlas de parasitología donde hicieron una recopilación de imágenes de 42 parásitos, entre ellos 16 tisulares y 26 intestinales, lo realizaron con la finalidad de proporcionar información de la morfología, ciclo de vida de cada parásito, y de esa manera brindar una herramienta de ayuda visual en el diagnóstico.

8. Conclusiones

- Se obtuvo un material de consulta que fue elaborado pensando en la necesidad que tienen los estudiantes al observar muestras de heces, de esa manera puedan tener una imagen más real de las estructuras que les permita correlacionar con lo observado, y complementarlo con la descripción de la morfología y ciclos de vida.
- El presente atlas abarca el procesamiento de las muestras, así como también las técnicas utilizadas para la búsqueda y concentración de los parásitos, como son: método directo, método de Ritchie y MIF, haciendo hincapié en que el método de mayor utilidad para lograr imágenes más definidas fue el de concentración de Ritchie, principalmente para recuperar quistes de *E. histolytica*, *E. coli*, *E. nana*, *I. butschlii*, *B. hominis*, *G. lamblia*, *C. mesnili*, y huevos de *A. lumbricoides*, *H. nana*, *T. trichiura*. Las muestras se conservaron durante un mes en formol al 10 % en una proporción de 3g por cada 10ml, debiendo señalar que los parásitos que conservaron mejor su estructura fueron los helmintos en relación a los protozoarios.

9. Recomendaciones

- Es importante seguir realizando atlas de parasitología, utilizando otras técnicas que permitan disponer un banco de parásitos con placas fijas, mismas que aportan un valor didáctico para el aprendizaje de los estudiantes.
- Profundizar en el campo de la parasitología con la realización de atlas que abarquen parásitos tisulares, que son de importancia clínica y constituyan un problema de salud pública, sobre todo a nivel local.

10. Bibliografía

- Acosta, D. C., Castro, L. I., & Pérez, J. (2017). Parásitos gastrointestinales zoonóticos asociados con hábitos de higiene y convivencia en propietarios de caninos. *Biosalud*, 16(2), 34–43. <https://doi.org/10.17151/biosa.2017.16.2.4>
- Aguirre, E., & Ruíz, M. (2018). Atlas de Parasitología. In *Asesores especializados en Laboratorios S.A de C.V.* <https://www.mucd.org.mx/wp-content/uploads/2019/12/MUCD-2019-Atlas-de-homicidios-2018.pdf>
- Alarcón, M., Iannacone, J., & Espinoza Blanco, Y. (2019). Blastocystis hominis y Endolimax nana como una infección emergente durante las actividades turísticas gastronómicas en sinaloa, méxico: reporte de casos. *Neotropical Helminthology*, 4(1), 17–36. <https://doi.org/https://doi.org/10.24039/rnh2019132646>
- Arguero, V., & Echeverria, I. (2018). PREVALENCIA DE PARÁSITOS ZOONÓTICOS PRESENTES EN HECES [Universidad Central del Ecuador]. In *UNIVERSIDAD CENTRAL DEL ECUADOR* (Vol. 3, Issue 2). http://journal.stainkudus.ac.id/index.php/equilibrium/article/view/1268/1127%0Ahttp://publicacoes.cardiol.br/portal/ijcs/portugues/2018/v3103/pdf/3103009.pdf%0Ahttp://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0121-75772018000200067&lng=en&tlng=
- Avilés, V. A., Muñoz, C. D., Sotovilla, A., Astudillo, M. B. Z., & Serpa, D. C. O. (2019). Tratamiento de disentería amebiana. *Revista Científica Mundo de La Investigación y El Conocimiento*, 1(3), 38–51. [https://doi.org/10.26820/recimundo/3.\(3.Esp\).noviembre.2019.38-51](https://doi.org/10.26820/recimundo/3.(3.Esp).noviembre.2019.38-51)
- Bastidas, G., Malave, C., & Bastidas, D. (2019). El parasitismo en películas de ciencia ficción y su empleo como herramienta para el control de las enfermedades parasitarias. *Revista*

Información Científica, 98(6), 721–733.

- Becerril, M. A. (2014a). Blastocistosis. In *Parasitología Médica* (Cuarta edi, pp. 165–166).
- Becerril, M. A. (2014b). Merthiolate-yodo-formaldehído (MIF). In J. de L. Fraga & M. B. Pérez (Eds.), *Parasitología Médica* (4 edición, p. 357). MCGRAW-HILL/INTERAMERICANA EDITORES, S.A. DE C.V.
- Botero, D., & Restrepo, M. (2012a). Amebiasis intestinal. Ciclo de vida de Amebas no patógenas. In *Parasitosis Humanas* (Quinta edi, pp. 39–41).
- Botero, D., & Restrepo, M. (2012b). Amebiasis Intestinal. In *Parasitosis Humanas* (Quinta edi, p. 43).
- Botero, D., & Restrepo, M. (2012c). Ascariasis. *Ascaris lumbricoides*. In *Parasitosis Humana* (Quinta edi, p. 127).
- Botero, D., & Restrepo, M. (2012d). Cestodiasis. *Hymenolepis nana*. *Hymenolepis diminuta*. *Dypilidium caninum*. In *Parasitosis Humana* (Quinta edi, p. 207).
- Botero, D., & Restrepo, M. (2012e). Ciclo de vida *Blastocystis hominis*. In *Parasitosis Humana* (p. 95).
- Botero, D., & Restrepo, M. (2012f). Ciclo de vida *Chilomastix mesnili*. In *Parasitosis Humana* (Quinta edi, p. 82).
- Botero, D., & Restrepo, M. (2012g). Giardiasis y otras protozoosis intestinales. In *Parasitosis Humana* (Quinta edi, p. 83).
- Botero, D., & Restrepo, M. (2012h). Invasión Intestinal Amebiana. In *Parasitosis Humana* (Quinta Edi, p. 45).
- Botero, D., & Restrepo, M. (2012i). Oxiuriasis. *Enterobius vermicularis*. In *Parasitosis*

Humana (Quinta edi, p. 180).

Botero, D., & Restrepo, M. (2012j). *Parasitosis humanas* (Quinta Edi). Corporación para investigadores Biologicos. file:///C:/Users/USUARIO/Desktop/carpeta J, B, J. D. PLANTILLA/Evelyn/EVELYN 5TO/BOTERO-PARASITOLOGIA.pdf

Botero, D., & Restrepo, M. (2012k). Parasitosis intestinales por nemátodos. Ciclo de vida *Ascaris lumbricoides*. In *Parasitosis Humanas* (5ta edició, pp. 125–126).

Botero, D., & Restrepo, M. (2012l). Teniasis y Cisticercosis. *Taenia solium*. In *Parasitosis Humana* (Quinta edi, p. 192).

Botero, D., & Restrepo, M. (2012m). *Trichuris trichiura*. In *Parasitosis Humana* (Quinta edi, p. 141).

Botero, D., & Restrepo, M. (2012n). Uncinariasis. *Ancylostoma duodenale*. *Necator americanus*. In *Parasitosis Humana* (p. 150).

Botero, D., & Restrepo, M. (2012o). Uncinriasis. Ciclo de vida de *Ancylostoma duodenale*. In *Parasitosis Humanas* (Quinta edi, pp. 149–151).

Caicedo, A. J. C. (2021). Efectos de la infección por *trichuris trichiura* en el desarrollo físico en niños de 0 a 15 años de edad Effects of *trichuris trichiura* infection on physical development in children 0-15 years of age Efeitos da infecção por *trichuris trichiura* no desenvolv. *Polo Del Conocimiento*, 6(9), 1059–1072. <https://doi.org/10.23857/pc.v6i9.3094>

Canals, M. (2020). Revista Parasitología Latinoamericana 1 Mayo 2020. *Revista Parasitología Latinoamericana*, 69(1), 7–11. <https://sociedadchilenaparasitologia.cl/wp-content/uploads/2019/10/2020-69-1-01.05.2020-1.pdf>

Carranza, G. T. Rr., & Rojas, R. N. M. (2019). *Universidad Nacional Mayor de San Marcos*

Evaluación de los parámetros de tiempo y temperatura para el crecimiento de Giardia lamblia en medio de cultivo TYI-S-33 comercial y artesanal Para optar el Título Profesional de Bióloga Microbióloga [Universidad Nacional Mayor de San Marcos].
https://cybertesis.unmsm.edu.pe/bitstream/handle/20.500.12672/10528/Ramirez_cg.pdf?sequence=3&isAllowed=y

Castillo, M. (2014). Parasitosis intestinal y su relación con las condiciones higiénico sanitarias en niños de 5 a 12 años del barrio El Prado del cantón Loja. In *Dspace.Unl.Edu.Ec* (Vol. 0). http://dspace.unl.edu.ec/jspui/bitstream/123456789/17025/1/TESIS_WILSON_FERNANDO.pdf

Castro, E., Mera, L., & Schettini, M. (2020). Epidemiología de las enteroparasitosis en escolares de Manabí, Ecuador. *Kasmera*, 48(1), 48130933. <https://doi.org/10.5281/zenodo.3872171>

CDC. (2017a). *Ciclo de vida Giardia lamblia*. Centro de Diagnostico, Prevencion y Control. <https://www.cdc.gov/dpdx/giardiasis/index.html>

CDC. (2017b). *Teniasis*. Centro de Diagnostico, Prevencion y Control. https://www.cdc.gov/dpdx/taeniasis/modules/Taenia_LifeCycle.gif

CDC. (2019a). *Amebas Intestinales*. Centro de Diagnostico, Prevencion y Control. <https://www.cdc.gov/dpdx/intestinalamebae/index.html>

CDC. (2019b). *Amebiasis*. Centro de Diagnostico, Prevencion y Control. <https://www.cdc.gov/dpdx/amebiasis/index.html>

CDC. (2019c). *Biología. Hymenolepiasis*. Centro de Diagnostico, Prevencion y Control. <https://www.cdc.gov/parasites/hymenolepis/biology.html>

CDC. (2019d). *Ciclo de vida Ascariasis*. Centro de Diagnostico, Prevencion y Control. <https://www.cdc.gov/dpdx/ascariasis/index.html>

- CDC. (2019e). *Ciclo de Vida Blastocystis hominis*. Centro de Diagnostico, Prevencion y Control. <https://www.cdc.gov/dpdx/blastocystis/index.html>
- CDC. (2019f). *Ciclo de vida Chilomastix mesnilli*. Centro de Diagnostico, Prevencion y Control. <https://www.cdc.gov/dpdx/chilomastix/index.html>
- CDC. (2019g). *Ciclo vital de Trichuris trichiura*. Centro de Diagnostico, Prevencion y Control. <https://www.msmanuals.com/es-do/professional/multimedia/image/ciclo-vital-de-trichuris-trichiura>
- CDC. (2019h). *Enterobiasis. Enterobius vermicularis*. Centro de Diagnostico, Prevencion y Control. <https://www.cdc.gov/dpdx/enterobiasis/index.html>
- CDC. (2019i). *Parasitos. Ancylostomiasis*. Centro de Diagnostico, Prevencion y Control. <https://www.cdc.gov/parasites/hookworm/biology.html>
- Celi, S. (2013). *Implementación de un banco de parásitos intestinales de humanos de importancia clínica con fines didácticos para el departamento de Ciencias de la Salud*.
- Cisneros, A., Graces, J., Urdánigo, J., & Reyes, Y. (2021). Valores de laboratorio clínico en adultos con diagnóstico de Uncinariasis. *Dominio de Las Ciencias*, 7(4), 1503–1520. <https://doi.org/http://dx.doi.org/10.23857/dc.v7i4>
- Coco, V., Molina, N., Basualdo, J., & Cordoba, M. (2019). Blastocystis spp.: avances, controversias y desafíos futuros. *Revista Argentina de Microbiología*, 49(1), 50–53. <https://doi.org/10.2307/j.ctvc5pc80.10>
- Coello, P. R. D., Martinez, C. G. E., Pinela, C. D., Reyes, E. E. O., Rodriguez, B. E. X., Salazar, M. M. D. L., Pazmiño, G. B., Ramírez, T. A., Bernstein, M., & Cedeño, R. (2020). Presencia de Hymenolepis nana y diminuta en roedores de la ciudadela las Piñas, Milagro-Ecuador y su riesgo en salud pública. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 11(4),

961–970. <https://doi.org/10.22319/rmcp.v11i4.5182>

García, J. D., Agüero, J., Parra, J. A., & Santos, M. F. (2017). Infectious diseases: Concept, classification, general and specific aspects of infections. Criteria for infectious disease suspicion. Complementary diagnostic tests. Indication criteria. *Medicine*, *10*(49), 3251–3264. [https://doi.org/10.1016/S0304-5412\(10\)70027-5](https://doi.org/10.1016/S0304-5412(10)70027-5)

Giraldo, J. F., & Guatibonza, A. M. (2017). Comparison of Sensitivity and Specificity of Two Direct Diagnostic Techniques: Kato-Katz-Saf and Ritchie-Frick (Formol-Gasolina) Examination Showed for the Identification of Infective Stages of Geohelminths in Children Age Preschool and School. *Facultad de Ingeniería, Administración y Ciencias Básicas. Programa de Biología.*, *25*(2), 22–41. <https://doi.org/https://doi.org/10.18359/rmed.3088>

Giraldo, J., Rodríguez, L. C., Pinzón, L. M., & Vega, V. (2020). Prevalencia y variables asociadas a la transmisión de *Enterobius vermicularis* en niños en edad preescolar y escolar en dos municipios de Cundinamarca, Colombia. *Revista Med*, *27*(1), 17–27. <https://doi.org/10.18359/rmed.3916>

Gómez, J., Ramírez, F., Amador, C., & Valencia, N. (2021). Conocimientos y prácticas sobre parásitos intestinales en una comunidad del pueblo indígena Zenú, Colombia, 2019. *Revista Avances En Salud*, *4*(2), 10–20. <https://doi.org/10.21897/25394622.2342>

Groot, H., & Gast, A. (2021). Biomédica Instituto Nacional de Salud. *Biomédica*, *41*(1), 5–7. <https://doi.org/2590-7379>

Guevara, A. Y. (2019). Obstrucción intestinal por *Áscaris lumbricoides* Intestinal obstruction due to *Ascaris lumbricoides* infection. *Caso Clínico Rev. Arch Med Camagüey*, *23*(4), 2019. <https://doi.org/1025-0255>

- Jasso, E. B., Félix, J. M. C., & Galán, D. K. G. (2016). Atlas de Parasitología. *Universidad Autónoma de Zacatecas*, 11(2), 124. <https://doi.org/10.2307/3270870>
- Jiménez, S., Guevara, A., & Monge, L. (2019). Perfil de parasitosis intestinal, laboratorio clínico área de salud La Unión, primer semestre 2019. *Revista Medica Sinergia*, 4(12), e312. <https://doi.org/10.31434/rms.v4i12.312>
- Martínez, E. M. T., & Tamayo, N. G. G. (2018). *Parasitosis, desnutrición y retraso de erupción dental en niños, de 6 a 12 años de edad en la zona rural de la Provincia de Cañar, 2017-2018*.
- Morales, D. P. J. R. (2016). Parasitosis intestinal en preescolares y escolares atendidos en el centro médico. In *Horizonte Médico (Lima)* (Vol. 16, Issue 3). <https://doi.org/10.24265/horizmed.2016.v16n3.06>
- Murillo, M., Zavala, N., Ponce, E., & Solorzano, J. (2021). Epidemiología y diagnóstico en Latinoamérica de *Taenia Solium*. *Polo Del Conocimiento*, 6(3), 2617–2646. <https://doi.org/10.23857/pc.v6i3.2707>
- Murillo, Z. A. M., Guevara, I. Y. M., Zavala, H. A. N., & Peralta, P. J. J. (2021). Epidemiología e diagnóstico de tricurídeos en América Latina. *Polo Del Conocimiento*, 6(3), 2591–2616. <https://doi.org/10.23857/pc.v6i3.2706>
- Paredeza, A. R., Assafa, Z. J., Sept, D., Timofejeva, L., Dawson, S. C., Wang, C. J. R., & Cande, W. Z. (2018). Inmunofluorescencia del citoesqueleto de *Giardia lamblia*. *Proceedings of the National Academy of Sciences of the United States of America*, 4(1), 6151–6156. <https://doi.org/10.1073/pnas.1018593108>
- Rimache, J. A. R., & Manchego, K. M. B. (2020). Comparison between three enteroparasite concentration methods in human stool samples. *Revista Cubana de Medicina Tropical*,

72(2), 1–13.

Román, D. P. (2017). *Efecto de las sales biliares en la morfología, proliferación y virulencia de Entamoeba histolytica* [unidad zacatenco departamento de infectómica y patogénesis molecular].

<https://repositorio.cinvestav.mx/bitstream/handle/cinvestav/1085/SSIT0014974.pdf?sequence=1>

Romanelli, K. Y., Lamounier, T. K., & Romanelli, P. R. (2020). Parasitosis en niños de 5 a 15 años de una escuela PARAGUAY. *Rev UN Med*, 9(1), 1–6.
<https://doi.org/10.5281/zenodo.4110651>

Rubio, M., Noris, G., Calvillo, S., & Manning, R. (2017). Biología molecular de protozoarios parásitos. *Ciencia*, 68(1), 10–13.

http://cdigital.dgb.uanl.mx/la/1020082552/1020082552_003.pdf

Sánchez, E. (2021). Neurocisticercosis. *Revista Médica Sinergia*, 6(11), 1–9.
<https://doi.org/https://doi.org/10.31434/rms.v6i11.729>

Sojos, G. A., Gómez-Barreno, L., Inga-Salazar, G., Simbaña-Pilataxi, D., Flores-Enríquez, J., Martínez-Cornejo, I., Morales-Ramos, J., Sampedro-Ortega, A., Redrobán-Tufiño, J., & Simbaña-Rivera, K. (2017). Presencia de parasitosis intestinal en una comunidad escolar urbano marginal del Ecuador. *Ciencia e Investigación Médico Estudiantil Latinoamericana*, 22(2), 52–56. <https://doi.org/10.23961/cimel.v22i2.953>

Traviezo, L. E., & Galíndez, A. (2018). Trofozoíto de Entamoeba coli con cuatro núcleos. *Revista Investigación En Salud Universidad de Boyacá*, 5(1), 144–147. <https://doi.org/L>
E, Galíndez A. <https://doi.org/10.24267/23897325.26>

Unzaga, J. M., & Zonta, M. L. (2018). Atlas Comentado de Protozoología. Protozoos parásitos

de importancia sanitaria y epidemiológica. *Editorial de La Universidad de La Plata*, November, 1–84.

Villareal, J. (2020). *Atlas de Parasitología*.

Washington, J., Rodríguez, B., Alejandra, A., Buitrón, C., & Peña, E. B. (2018). Parasitismo intestinal en escolares de la Unidad Educativa del Milenio. Cantón Penipe, Ecuador. *REVISTA EUGENIO ESPEJO*, 12(1), 1–7. <https://doi.org/10.37135/ee.004.04.01>

Weinersmith, K. L., Liu, S. M., Forbes, A. A., & Egan, S. P. (2017). Tales from the crypt: A parasitoid manipulates the behaviour of its parasite host. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*, 284(1847). <https://doi.org/10.1098/rspb.2016.2365>

Zumba, J. J., Batista, Y., Barcia, C. R., & Barrera, A. L. (2021). Prevalencia de *Hymenolepis nana* en Latinoamérica durante los últimos 10 años. *Polo Del Conocimiento*, 6(7), 111–120. <https://doi.org/10.23857/pc.v6i7.2836>

11. Anexos

Anexo 1 Oficio de asignación de tutora de Trabajo de Integración Curricular



UNL

Universidad
Nacional
de Loja

CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

Facultad
de la Salud
Humana

Of. Nro. 2022-0088-CLC-FSH-UNL
Loja, 27 de enero de 2022

Doctora
Diana Montaña Peralta
**DOCENTE DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO DE LA FACULTAD DE LA
SALUD HUMANA-UNL.**
Ciudad. –

De mi consideración:

Por el presente y dando cumplimiento a lo dispuesto en el Artículo 228 del Reglamento de Régimen Académico de la Universidad Nacional de Loja, aprobado el 7 de julio de 2009 una vez que ha cumplido con todos los requisitos y considerando que el proyecto de tesis fue aprobado; me permito hacerle conocer que esta Dirección le ha designado Directora del trabajo de Investigación curricular, titulado **"ELABORACIÓN DE ATLAS DIGITAL DE PARÁSITOS INTESTINALES, CON MUESTRAS DE HECES RECOLECTADAS EN LA PROVINCIA DE LOJA"**, de autoría de la Srta. **EVELYN DAYANA GONZÁLEZ IÑIGUEZ** estudiante de la Carrera de Laboratorio Clínico.

Con los sentimientos de consideración y estima, quedo de usted agradecida

Atentamente,



SANDRA
ELIZABETH
FREIRE CUESTA
Msc. Csp. Sandra Freire Cuesta,
**DIRECTORA DE LA CARRERA DE
LABORATORIO CLINICO-FSH. UNL.**

Anexo 2 Solicitud, petición de los Laboratorios de la Facultad de la Salud Humana



UNIVERSIDAD NACIONAL DE LOJA

CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

PARA: Dr. Amable Bermeo Flores
Decano de la Facultad de Salud Humana

DE: Dra. Sandra Freire
Gestora de la Carrera de Laboratorio Clínico

FECHA: 10 de febrero del 2022

ASUNTO: SOLICITAR AUTORIZACIÓN PARA REALIZAR EL PROCESAMIENTO DE MUESTRAS EN EL LABORATORIO DE MICROBIOLOGÍA Y PARASITOLOGÍA

Por medio del presente, me dirijo a usted con la finalidad de expresarle un cordial y respetuoso saludo, deseándole éxito en el desarrollo de sus delicadas funciones. Aprovecho la oportunidad para solicitarle de la manera más respetuosa se digne conceder su autorización a la **Srta. Evelyn Dayanna González Iñiguez**, estudiante de la Carrera de Laboratorio Clínico de la Universidad Nacional de Loja, para analizar muestras de heces en el Laboratorio de Microbiología y Parasitología, y el apoyo de la Lic. Silvia Molina técnica docente responsable; información que servirá para cumplir con el trabajo de investigación denominado: **"Elaboración de Atlas digital de parásitos intestinales, con muestras de heces recolectadas en la Provincia de Loja "** trabajo que lo realizará bajo la supervisión de la Dra. Diana Montaña, Catedrática de nuestra carrera.

Por la atención que se digne dar al presente, le expreso mi agradecimiento personal e institucional.

Atentamente,

[Firma Electrónica]

Dra. Sandra Freire

Of. Nro. 2022-080-DFSH-UNL
Loja, 11 de febrero de 2022

Señorita
Evelyn Dayanna González Iñiguez
ESTUDIANTE DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO
Presente.-

De mi especial consideración:

En atención a Of. No. 2022-00166-CLC-FSH-UNL de 10 de febrero de 2022, suscrito por la Dra. Sandra Freire Cueva, Directora de la Carrera de Laboratorio Clínico, en mi calidad de Autoridad Académica de esta Facultad, en el marco del proyecto de tesis denominado: **"ELABORACIÓN DE ATLAS DIGITAL DE PARÁSITOS INTESINALES, CON MUESTRAS DE HECES RECOLECTADAS EN LA PROVINCIA DE LOJA"**; autorizo el procesamiento de muestras en el Laboratorio de Microbiología y Parasitología.

De la misma manera, autorizo a la Lic. Silvia Molina, técnica docente responsable del referido laboratorio, brinden el apoyo requerido por la Srta. Evelyn González Iñiguez.

Aprovecho la oportunidad para reiterar mi sentimiento de consideración y estima.

Atentamente,
**EN LOS TESOROS DE LA SABIDURIA,
ESTA LA GLORIFICACION DE LA VIDA.**



FORMA AUTENTICADA POR
**SANTOS AMABLE
BERMEO FLORES**

Dr. Amable Bermeo Flores, Mg. Sc.
DECANO FACULTAD DE LA SALUD HUMANA UNL.

Cc: Carrera Laboratorio Clínico, Lcda. Silvia Molina, Archivo.

ABF/ Yadira Córdova.
ANALISTA DE DESPACHO DE AUTORIDAD ACADÉMICA

Anexo 3 Protocolo para transporte de muestras de heces



Universidad Nacional de Loja

Facultad de la Salud Humana

Carrera de Laboratorio Clínico

Área: Laboratorio Clínico de **Fecha** **de**
Microbiología y Parasitología **elaboración:**

Revisado y aprobado
por: Dra Diana
Montaño

Diciembre - 2021

Responsable: Estudiante

Versión: 001

Nombre: Protocolo para transporte de **Páginas:**
muestras de heces

Materiales y equipos:

- Culer
- Fundas plásticas
- Guantes

Procedimiento:

1. El transporte de la muestra debe ser lo más pronto posible hacia el laboratorio, se debe realizar en cadena de frío y triple embalaje.
2. Se enviarán en recipientes con congelantes para mantener la temperatura entre 2°C y 8°C.
3. Adjuntar documentos que identifican y describen las muestras, éstos deberán adherirse a la parte interior del paquete externo de envío.
4. Incluir nombre, dirección y número de teléfono.
5. Sellar la caja y colocar las etiquetas correspondientes.
6. Transportar las muestras a la institución.

Bibliografía: Kneip, M. (2019). Manual de toma de muestra en Laboratorio Clínico. *Journal of Chemical Information and Modeling*, 53(9), 59–60. <http://pncq.org.br/uploads/2019/Manual de toma - 2019.pdf>

Anexo 4 Observación microscópica con solución fisiológica y lugol



Universidad Nacional de Loja

Facultad de la Salud Humana

Carrera de Laboratorio Clínico

Área: Laboratorio Clínico de **Microbiología y Parasitología**

Responsable: Estudiante

Nombre: Observación microscópica con solución fisiológica y lugol.

Revisado y aprobado por: Dra Diana Montaña

Fecha de elaboración: Diciembre - 2021

Versión: 001

Páginas:

Materiales y equipos:

- Portaobjetos
- Cubreobjetos
- Aplicador
- Lugol
- Suero fisiológico
- Microscopio

Procedimiento:

1. Colocar una gota de solución salina en el lado izquierdo del portaobjetos y una gota de solución Lugol en el lado derecho del mismo.
2. Con ayuda de un aplicador o palillo tomar una cantidad aproximada de 2 mg y homogenizar bien las heces en la gota de solución salina.
3. Repetir el paso anterior, tomar la muestra de heces con el aplicador, pero con una gota de Lugol (usar un aplicador diferente), tener en cuenta que el yodo inactiva todo organismo presente; por lo tanto, no se va a observar motilidad.
4. Colocar un cubreobjetos sobre cada muestra.
5. Examinar en el microscopio, recorriendo la placa con objetivo de 10X y 40X.

Bibliografía: OPS. (2019). Medios auxiliares para el diagnóstico de las parasitosis intestinales. In *Organización Panamericana de Salud* (Segund Edi). © World Health Organization 2019. www.fiapas.es

Anexo 5 Método de Concentración Formol-éter (Técnica de Ritchie modificada)



Universidad Nacional de Loja

Facultad de la Salud Humana

Carrera de Laboratorio Clínico

**Revisado y
aprobado por:** Dra
Diana Montaña

Área: Laboratorio Clínico de **Fecha de
Microbiología y Parasitología elaboración:**
Diciembre - 2021

Responsable: Estudiante **Versión:** 001

Nombre: Método de Concentración **Páginas:**
Formol-éter (Técnica de Ritchie
modificada)

Materiales y equipos:

- Solución salina
- Formol al 10%
- Éter sulfúrico
- Gasa
- Hisopos
- Tubos de ensayo
- Centrifuga

Procedimiento:

1. En un tubo de ensayo de 10 ml colocar una cantidad aproximada de 1 – 2 g de heces.
2. Agregar 10 ml de solución salina y mezclar.
3. En otro tubo colocar una gasa doble, en forma de embudo y filtrar la suspensión, reposar durante 5 minutos.
4. Luego, añadir 3 ml de éter, colocar un tapón y agitar por inversión durante 30 segundos.
5. Centrifugar a 2000 rpm durante 2 minutos.
6. Después de centrifugar se observan 4 capas:
 - Éter en la superficie
 - Un tapón de restos fecales
 - Formaldehído

- Sedimento que contiene los parasitarios
7. Decantar el sobrenadante y el sedimento colocar en un recipiente.
 8. En un porta objetos colocar una gota de Lugol y una gota del sedimento, colocar un cubreobjetos.
 9. Observar al microscopio a 10x y 40x.

Bibliografía: Medina, Y., Hernandez, M., Molina, T., & Galan, R. (2020). Manual De Prácticas De Parasitología. In *Universidad Veracruzana Facultad De Química Farmacéutica Biológica* (No. 99–105). <https://www.uv.mx/qfb/files/2020/09/Guia-de-Parasitologia.pdf>

Anexo 6 Método de fijación MIF (Mertiolate/Yodo/Formol)



Universidad Nacional de Loja

Facultad de la Salud Humana

Carrera de Laboratorio Clínico

Área: Laboratorio Clínico de Microbiología y Parasitología

Responsable: Estudiante

Nombre: Método de fijación MIF (Mertiolate/Yodo/Formol)

Revisado y aprobado por: Dra Diana Montaña

Fecha de elaboración: Diciembre - 2021

Versión: 001

Páginas:

Materiales y equipos:

- Formaldehído
- Glicerina
- Agua destilada
- Yoduro de potasio
- Yodo cristaloides
- Agua destilada

Preparación de reactivos:

Solución concentrada:

- Tintura de mertiolate 200.0 ml

- Formaldehído 25.0 ml
- Glicerina 5.0 ml
- Agua destilada 250.0 ml

Solución de yodo (Lugol):

- Yoduro de potasio 10.0 g
- Yodo cristaloides 5.0 g
- Agua destilada 100.0 ml

Solución de trabajo

- Solución concentrada 2.35 ml
- Solución de yodo 0.15 ml

Solución concentrada:

- El formaldehído, glicerina y agua mezclar con el mertiolate.
- Almacenar en un frasco ámbar, dura hasta un año.
- La solución de yodo dura menos de una semana, es por eso que se debe preparar la cantidad que se va usar en ese momento.
- La solución de trabajo se prepara en el momento que se va resguardar la muestra.

Procedimiento:

1. En un recipiente mezclar la solución de trabajo con la materia fecal.
2. Dejar reposar por 30 minutos.
3. En un portaobjetos colocar una gota, cubrir con un cubreobjeto.
4. Observar en el microscopio con 10X y 40X.

Bibliografía: Becerril, M. A. (2014). Merthiolate-yodo-formaldehído (MIF). In J. de L. Fraga & M. B. Pérez (Eds.), *Parasitología Médica* (4 edición, p. 357). McGraw-Hill/Interamericana Editores, S.A. DE C.V.

Anexo 7 Tabla de Excel con detalle de parásitos

1	ELABORACIÓN DE ATLAS DIGITAL DE PARÁSITOS INTESTINALES, CON MUESTRAS DE HECES RECOLECTADAS EN LA PROVINCIA DE LOJA												
2	Nombre: Evelyn Dayanna González Iñiguez												
3	Directora: Dra. Diana Montaña												
4													
5	Número	<i>Entamoeba histolytica/dispar</i>	<i>Entamoeba coli</i>	<i>Endolimax nana</i>	<i>Iodamoeba butschlii</i>	<i>Blastocystis hominis</i>	<i>Giardia lamblia</i>	<i>Chilomastix mesnili</i>	<i>Trichuris trichiura</i>	<i>Ascaris lumbricoides</i>	<i>Enterobius vermicularis</i>	<i>Hymenolepis nana</i>	No se observan parásitos
6	1	*											
7	2												*
8	3												*
9	4	*	*										
10	5		*										
11	6	*											
12	7												*
13	8						*						
14	9		*										
15	10		*										
16	11					*							
17	12												*
18	13												*
19	14		*										
20	15	*											
21	16		*										

Anexo 8 Formato de reporte de los resultados



Paciente:
Fecha: 2
Responsable: Evelyn González

EXÁMEN FÍSICO

Color:
Consistencia:
Moco:
Sangre:
Restos Alimenticios:

EXAMÉN MICROSCÓPICO

Fibras Vegetales:
Esporas de Hongos:
Flora Bacteriana:

EXÁMEN PARASITARIO

0-1 (+) 1-3 (++) 3-6 (+++) 6-9 (++++)

Huevo de Trichuris trichiura:
Huevos de Ascaris lumbricoides:

OBSERVACIONES:

Revisado por: Dra. Diana Montaña

Loja: Av: Manuel Ygnacio Monteros y Alfredo Mora Reyes
TELÉFONOS: 0990425618 - 0996578269

Anexo 9 Evidencia de recolección de muestras

FACULTAD DE LA SALUD HUMANA	 	Universidad Nacional de Loja
--	--	------------------------------------

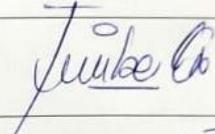
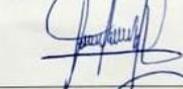
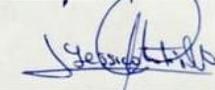
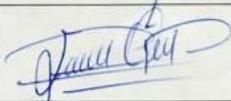
REGISTRO DE PROCEDENCIA DE LAS MUESTRAS

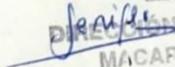
Tema de tesis: Elaboración de Atlas digital de parásitos intestinales, con muestras de heces recolectadas en la Provincia de Loja.

DOCENTE: Dra. Diana Montaña

ESTUDIANTE: Evelyn González

CARRERA: Laboratorio Clínico

Lugar	Encargado	Firma
Hospital Básico Baños del Indio	Mario Isabel González	
Centro de Salud Gonzanamá	Byron Reyes Viranco	
Hospital Básico Cariamanga	Diego Torres Bravo	
Hospital Básico de Catacocha	Jessica Castillo	
Hospital Básico de Amaluza	Freddy Quezada	

Lugar	Encargado	Firma
Laboratorio Clínico del Hospital Básico de Macará - 11007	Dra. Yenifer Navarrete. Responsable Laboratorio	 

Anexo 10 Certificado de Traductor de Ingles



Yo, Lic. Freddy P. Castillo H., profesor de WEI ENGLISH INSTITUTE;

Certifico:

Que tengo el conocimiento y dominio de los idiomas español e inglés y que las traducciones de los siguientes:

RESUMEN DE TESIS: “Elaboración de Atlas digital de parásitos intestinales, con muestras de heces recolectadas en la Provincia de Loja.”

para: **GONZÁLEZ IÑIGUEZ EVELYN DAYANNA**

es verdadero y correcto a mi mejor saber y entender, sin haber cambiado, aumentado o disminuido su sentido en ninguna línea o párrafo del mismo.

Firmado en Loja a los veintidós días del mes de septiembre de 2022



Anexo 11 Certificado de Estructura y Coherencia



unl

Universidad
Nacional
de Loja

CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

Facultad
de la Salud
Humana

Loja, 08 de enero de 2022

Dra. Esp.

Sandra Freire Cuesta.

GESTORA ACADÉMICA DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO DE LA FACULTAD DE LA SALUD HUMANA

Ciudad.-

De mi consideración:

Por medio del presente me dirijo a Usted, con un cordial saludo a la vez que me permito dar contestación al Of. Nro. 0861- CCLC. ASH-UNL, de fecha Loja, 14 de noviembre de 2021, relacionado a emitir informe sobre proyecto "Elaboración de Atlas digital de parásitos intestinales de la Carrera de Laboratorio Clínico con muestras recolectadas en la Provincia de Loja" de autoría de la Srta. Evelyn Dayanna González Iñiguez. Al respecto informo que se ha realizado correcciones al proyecto, las mismas que se han cumplido por parte de la Srta. estudiante; por tanto, me permito indicar que es factible su realización, solicitando que el tema del proyecto de investigación se cambie por el siguiente:

"ELABORACIÓN DE ATLAS DIGITAL DE PARÁSITOS INTESTINALES, CON MUESTRAS DE HECES RECOLECTADAS EN LA PROVINCIA DE LOJA"

Particular que pongo a su conocimiento para los fines consiguientes, expresándole mi consideración y estima.

Atentamente.

DIANA
ALEXANDRA
MONTAÑO
PERALTA

Firmado digitalmente
por DIANA
ALEXANDRA
MONTAÑO PERALTA
Fecha: 2022.01.08
16:20:38 -05'00'

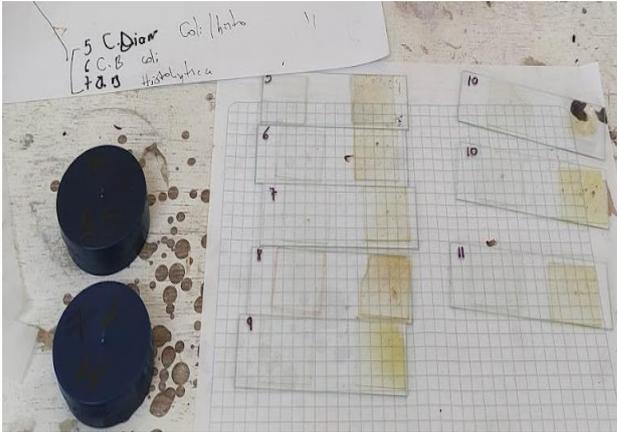
Dra. Diana Montaña P.

DOCENTE DE LA CARRERA DE LABORATORIO CLÍNICO

072 -57 1379 Ext. 102
Calle Manuel Monteros,
tras el Hospital Isidro Ayora · Loja - Ecuador

Anexo 12 Evidencia fotográfica

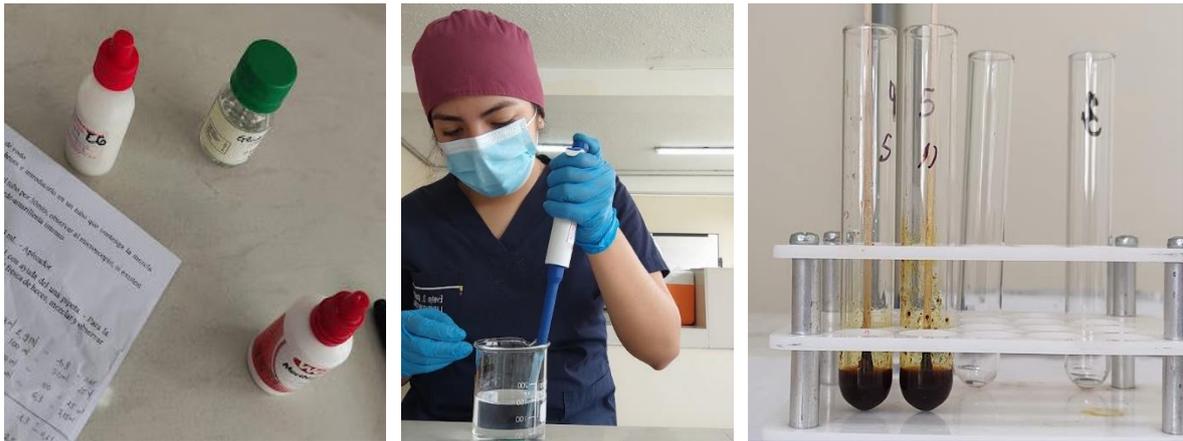
Procesamiento de las muestras



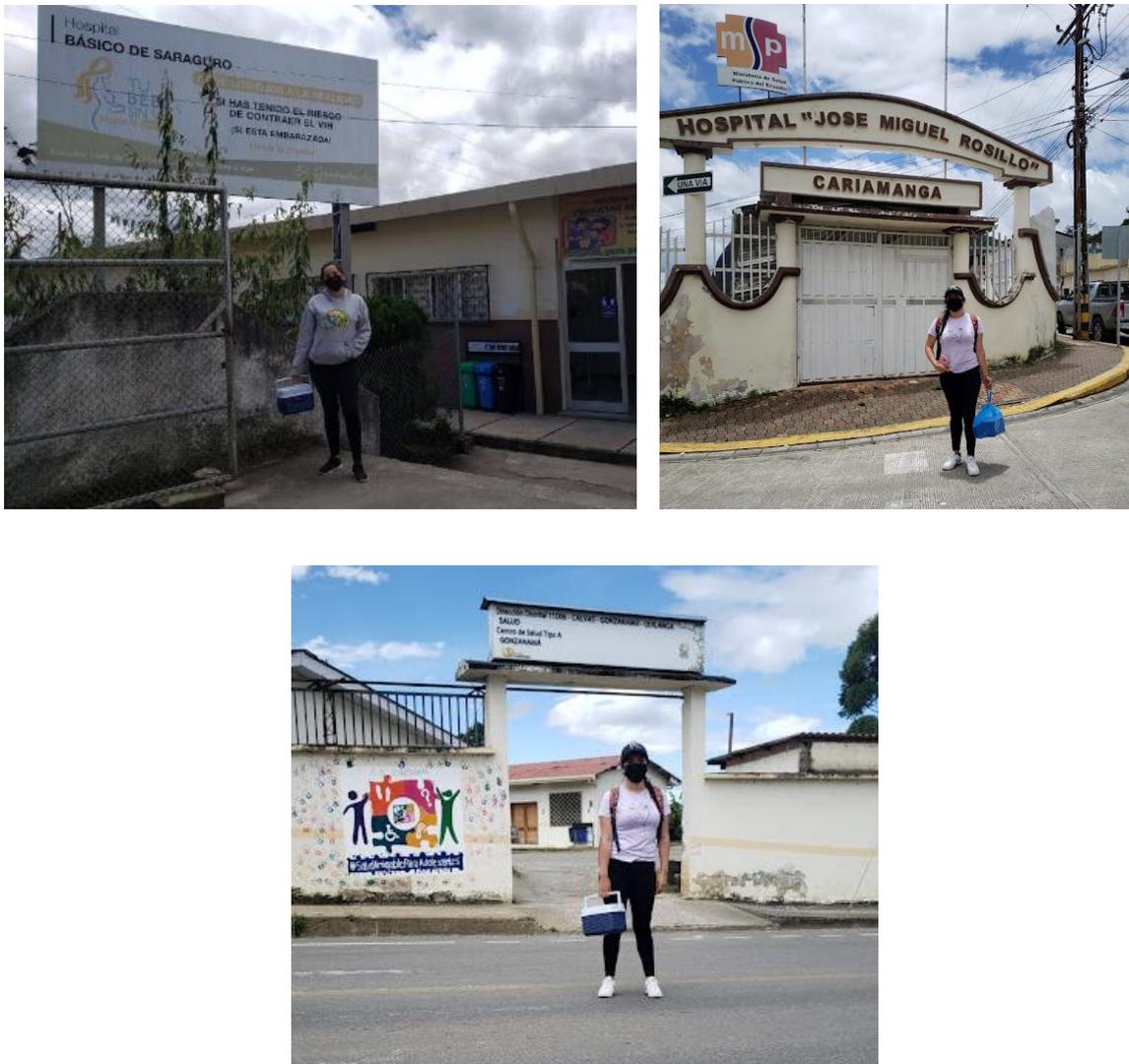
Concentración de parásitos por método Ritchie



Preparación de reactivo MIF



Recolección de muestras



Hallazgo de *Urbanorum*, elemento del examen coprológico, que existe controversia en cuanto a su clasificación como parásito.

