****

**Centro Provincial de Higiene, Epidemiología y Microbiología de Villa Clara**

**Título: Control de calidad del diagnóstico de helmintos en la provincia Villa Clara**

**Autor: Dra. Rosa Laura Córdova Martínez**

**Tutor: Dra. Maidelys Mendoza Acosta**

**Asesor: Dra. María de Lourdes Alvares Sánchez**

*.*

***Tesis para optar por el Título de Especialista***

**Villa Clara, 2020.**

**Pensamiento:**

****… el arte de curar consiste más en evitar la enfermedad y preverse de ella por medios naturales que en combatirla por medios violentos, e inevitablemente dañosos para el resto del sistema, cuyo equilibrio es puesto a contribución en beneficio del órgano enfermo. La higiene va siendo ya la verdadera medicina, y con un tanto de atención, cada cual puede ser un poco médico de sí mismo.



# Resumen

**Introducción.** Las enfermedades producidas por helmintos constituyen un importante problema de salud. El diagnóstico de laboratorio es de vital importancia, el cual debe estar avalado por un sistema de garantía de la calidad, motivo por el cual, se decidió realizar un estudio relacionado con la evaluación externa a los laboratorios que componen la red asistencial. **Objetivos** Comparar los resultados del control de calidad externo en el diagnóstico de helmintos del laboratorio rector con los participantes de la provincia Villa Clara. **Métodos** Investigación de desarrollo; descriptiva y transversal, con un muestreo discrecional de tipo intencional por criterios. Fueron procesadas 2857 muestras de heces fecales de 36 laboratorios, de marzo del 2016 a marzo del 2019, por el método de solución de alta densidad. **Resultados** En el 98,6% de los diagnósticos hubo concordancia de resultados y no concordancia en el 1% (29) además de 7 (0,2%) discrepante y 4 (0,1%) poliparasitados. De 93 helmintos identificados estuvieron presentes con mayor frecuencia: Enterobius *vermicularis* (32), *Ascaris lumbricoides (*27) *y Necator/Ancylostoma* (8), para el 82,8% *Strongyloides stercoralis, Taenia spp.* y *Trichuris trichiura,* con 5 cada uno para el 16,1% y *Inermicapsifer madagascariensis* : 1,1%. De los 7 discrepantes, 2 fueron diagnosticados como *Necator/Ancylostoma* (participantes)*/* eran *Strongyloides stercoralis* (rector). **Conclusiones** Se consideró que los laboratorios participantes, tienen una garantía de la calidad alta, por el predominio casi absoluto de muestras concordantes. Se confirmó la baja presencia de helmintos intestinales en las muestras recibidas. Existen algunas dificultades en la identificación de huevos y/o larvas de helmintos intestinales.



# Introducción:

Las enfermedades producidas por parásitos intestinales constituyen un importante problema de salud para el hombre, principalmente en países con menor desarrollo socioeconómico. Presentan altas tasas de prevalencia y amplia distribución, y se detectan con más frecuencia en regiones tropicales y subtropicales. No obstante, son frecuentes en áreas geográficas donde el clima y las condiciones higiénico sanitarias deficientes favorecen su supervivencia, reproducción y transmisión.1

Según la Organización Mundial de la Salud (OMS) en 2020 las helmintiasis son una de las parasitosis más comunes en todo el mundo y afectan a las comunidades más pobres y desfavorecidas. Las principales especies de helmintos que infectan al hombre son *Ascaris lumbricoides*, *Trichuris trichiura*, *Necator americanus y Ancylostoma duodenale* entre otros.2

En todo el mundo, aproximadamente 1500 millones de personas, casi el 24% de la población mundial, está infectada por helmintos. Estas están ampliamente distribuidas por las zonas tropicales y subtropicales, especialmente en el África Subsahariana, América, China y Asia Oriental.2

Más de 267 millones de niños en edad preescolar y más de 568 millones en edad escolar viven en zonas con intensa transmisión de esos parásitos y necesitan tratamiento e intervenciones preventivas.2

En Latinoamérica y el Caribe se estima que una de cada tres personas está infectada por helmintos, y cerca de 46 millones de niños entre uno y 14 años de edad están en riesgo de infección por estos parásitos. 1

En Cuba existe preocupación gubernamental por mejorar la calidad de vida de la población, mediante la elaboración de múltiples estrategias ejecutadas por el Ministerio de Salud Pública (MINSAP), por lo que el país ha logrado mejorar de forma trascendente los indicadores de salud existentes antes de 1959.3

En 1975 se realiza una encuesta para diagnóstico de parasitismo intestinal considerada por algunos de carácter nacional. Solo se reportaron helmintos, siendo el de mayor frecuencia *Trichuris trichiura*con18, 4 %.4

Posteriormente, en 1983 se decide la realización de una nueva encuesta nacional, que fuese representativa de la población cubana y que además de helmintos se incluyeran protozoos por lo cual fue considerada como Primera Encuesta Nacional de Parasitismo Intestinal, la que a su término en 1984,revela que 54,6 % de la población se encuentra infectada con un parásito o comensal, o más;33 % estaba infectado con parásitos de importancia médica, y se encuentra que el grupo de edad más afectado fue el comprendido entre los cinco y14 años.5

Otras investigaciones más recientes evidencian que el parasitismo intestinal puede ser altamente endémico en algunas zonas rurales y montañosas de Cuba.6, 7

Después de 25 años de la primera encuesta nacional de parasitismo intestinal, se decide realizar la Segunda Encuesta de Parasitismo Intestinal en Cuba en 2009, donde se evidencia que la frecuencia de parasitosis intestinales disminuye en la población cubana, excepto los comensales. En este grupo de patógenos que disminuyeron su frecuencia están incluidos los helmintos, considerados en el grupo de las enfermedades desatendidas8. *Enterobius vermicularis* resultó el helminto que con más frecuencia se identifica en la población y el único parásito patógeno que se incrementó. 3

Por otra parte estos resultados también respaldan la recomendación de poner énfasis en el grupo de niños de edad escolar para los programas de control de las parasitosis intestinales. 3, 8

Según los datos publicados en la Segunda Encuesta de Parasitismo Intestinal existe una disminución de las parasitosis intestinales en Cuba y en Villa Clara3.Sin embargo, la reducción del índice general de prevalencia de helmintosis en Cuba no debe conducir a desestimar la existencia en el país de numerosos asentamientos humanos donde, por presentar características geográficas, climatológicas y socioeconómicas muy particulares, existen condiciones para una mayor transmisión de infecciones por helmintos, como es el caso de nuestra provincia donde existen extensas zonas rurales lo que sugiere la posibilidad de subregistros8

En los programas nacionales de control del parasitismo intestinal no está establecido el control de la garantía de la calidad del diagnóstico de helmintos. En la provincia Villa Clara resulta poco creíble la disminución drástica del diagnóstico de estas parasitosis reflejados en los informes estadísticos, por no existir estudios de garantía de la calidad que avale las informaciones

Villa Clara tiene una red de laboratorios para el diagnóstico parasitológico que funcionan en policlínicos y hospitales. Existe un laboratorio de Parasitología médica en el Centro Provincial de Higiene, Epidemiología y Microbiología, que funge como rector del diagnóstico en la provincia, que permite establecer un sistema de garantía de la calidad externa.

Por todo lo antes expuesto se decidió realizar un estudio que diera respuesta a las interrogantes siguientes:

¿Se están realizando los diagnósticos de las helmintiasis intestinales en los laboratorios de la red con la garantía de la calidad requerida?

¿Constituyen un problema de salud las helmintiasis intestinales en la provincia?



# Objetivos

**General:**

Comparar los resultados del control de calidad externo en el diagnóstico de helmintos del laboratorio rector con los participantes.

**Específicos:**

1. Determinar la incorporación de los laboratorios al control de la calidad.

2. Identificar los helmintos presentes en las muestras enviadas

3. Determinar las diferencias y semejanzas de los resultado obtenidos



# Marco Teórico

* 1. **Algunas consideraciones acerca de la política de salud en Cuba.**

Un aspecto fundamental de la política de salud de Cuba es el incremento de la calidad en los servicios de diagnóstico y se incluye en un propósito más general, encaminado a mejorar la calidad en la totalidad de los servicios médicos que se brindan a la población. Esta política se encuentra manifestada dentro de las prioridades y objetivos estratégicos del Sistema Nacional de Salud y del Instituto Nacional de Higiene, Epidemiología y Microbiología (INHEM), uno de cuyos objetivos indica: consolidar las acciones de higiene, epidemiología y microbiología que realiza y/o coordina el centro, incluido el fortalecimiento de las acciones de vigilancia en salud. 9

Para el diagnóstico correcto de las enfermedades parasitarias intestinales resulta útil al médico de asistencia, entre otros aspectos, sospechar clínicamente la infección, enmarcarla epidemiológicamente, y mantenerse actualizado sobre la utilidad de los hallazgos diagnósticos y las respuestas terapéuticas.9

En esta secuencia de acciones tiene gran valor la calidad del examen parasitológico del material fecal y del contenido duodenal para diagnosticar estos tipos de afecciones, ya que permite identificar su agente causal, así como para apoyar el sistema de vigilancia epidemiológica. Estos procesos de medición están siempre amenazados por diversos errores que condicionan la calidad tanto de la investigación como de las decisiones clínicas que se apoyan en dichas mediciones. 9

Las parasitosis intestinales constituyen un grupo de enfermedades vinculadas a factores ambientales y tienen por lo general su mayor prevalencia en poblaciones con condiciones desfavorables: epidemiológicas, socioeconómicas, culturales y ambientales.9

Es por eso que las enfermedades parasitarias son consideradas uno de los problemas más importantes de la salud pública, y su control es un objeto priorizado de la Organización Mundial de la Salud.7

El control de la calidad del diagnóstico de las parasitosis intestinales no está tan difundido en parasitología como en otras ramas del diagnóstico del laboratorio clínico, y es un proceder que ha sido incorporado en la práctica de la salud pública solo en los últimos años, en Cuba aunque existen algunos trabajos publicados no está establecido a nivel nacional.

En algunos países, los sistemas de acreditación de los laboratorios de parasitología se han establecido en forma de inspección o auditoría de la organización de toda la actividad de estos, y los programas de control de la calidad son obligatorios para aquellos que deseen ser acreditados. Para asegurar la calidad de los resultados es de gran importancia contar con el personal adiestrado. Igualmente lo es la posibilidad de disponer de personal técnico entrenado con conocimientos teóricos y prácticos de los principales procedimientos que se emplean en salud pública. Es primordial que los servicios de salud dispongan de medios diagnósticos efectivos. Si estos no presentan la calidad requerida, se pudiera ofrecer una imagen errónea del problema.9

**1.2. Principales helmintos y helmintiosis intestinales de interés.**

La parasitología médica consiste en el estudio de los animales invertebrados (protozoarios, helmintos y artrópodos) capaces de causar enfermedad en el ser humano y en otros animales. El impacto global de las infecciones parasitarias y del número de muertes asociadas a los parásitos debe ser motivo de preocupación para todos los profesionales sanitarios. Los problemas asociados con la inmunosupresión profunda que acompañan a los avances del tratamiento médico (p. ej., en los trasplantes de órganos), así como con los pacientes infectados por el virus de la inmunodeficiencia humana, suponen un número cada vez mayor de pacientes con riesgo de sufrir infecciones por ciertos parásitos. 10, 11, 12

Los helmintos son microorganismos multicelulares complejos, alargados y simétricos bilateralmente. Son considerablemente más grandes que los parásitos protozoos y generalmente son macroscópicos, con tamaños que varían desde menos de 1 mm a 1 m o más. La superficie externa de algunos gusanos está cubierta por una cutícula protectora, que es acelular y puede ser lisa o poseer espículas, espinas o tubérculos. La cubierta protectora de los gusanos planos se conoce como tegumento. A menudo los helmintos poseen estructuras de anclaje complejas, como ganchos, ventosas, dientes o placas. Estas estructuras suelen localizarse anteriormente y pueden ser de utilidad para clasificar e identificar los microorganismos. Los helmintos suelen presentar sistemas excretores y nerviosos primitivos. Algunos poseen tractos alimentarios; sin embargo, ninguno cuenta con un sistema circulatorio. Los helmintos se dividen en dos filos, los nematelmintos y los platelmintos. 10, 11, 12

Nematelmintos: El filo de los Nematelmintos está compuesto por gusanos redondos que poseen cuerpos cilíndricos. Los gusanos redondos presentan sexos separados y cuentan con un sistema digestivo complejo. Pueden ser parásitos intestinales o pueden infectar la sangre y los tejidos. 10, 11, 12

Platelmintos: El filo de los Platelmintos está compuesto por gusanos planos que poseen cuerpos aplanados, en forma de hoja o con segmentos que parecen franjas. Los platelmintos pueden subdividirse en trematodos y cestodos. Los trematodos, poseen cuerpos en forma de hoja. La mayoría son hermafroditas; presentan órganos sexuales masculinos y femeninos en un solo microorganismo. Sus sistemas digestivos son incompletos y sólo presentan tubos parecidos a sacos. Su ciclo vital es complejo; los caracoles son sus primeros hospedadores intermediarios, y otros animales o plantas acuáticas sirven de hospedadores secundarios. Los cestodos, o tenias, poseen cuerpos compuestos por la sucesión de proglótides o segmentos. Todos son hermafroditas y todos carecen de sistemas digestivos, de modo que absorben los nutrientes a través de las paredes corporales. Los ciclos vitales de algunos cestodos son simples y directos, mientras que otros son complejos y precisan uno o más hospedadores intermediarios. 10, 11, 12

La parasitosis o enfermedad parasitaria sucede cuando los parásitos encuentran en el huésped las condiciones favorables para su anidamiento, desarrollo, multiplicación y virulencia, de modo que pueda ocasionar una enfermedad, por lo que son difíciles de destruir y desarrollan estrategias para evitar los mecanismos de defensa de sus huéspedes y muchos han conseguido ser resistentes a los medicamentos e insecticidas que se aplican para su control. 10, 11, 12

El parásito se aprovecha de otro individuo llamado huésped u hospedador, con el fin de obtener alimento y protección a los agentes del medio ambiente. Algunos parásitos requieren de vehículos para llegar a un hospedero. Estos vehículos pueden ser insectos, animales, plantas, alimentos contaminados, aire, el suelo o el agua. A la diseminación contribuyen las condiciones socioeconómicas de muchas áreas del planeta; la falta de medidas sanitarias, el nivel de pobreza, el abandono en que se encuentran grandes masas de la población, las comunicaciones áreas y marítimas que a pesar de los avances tecnológicos facilitan la contaminación a países en los cuales existen desarrollo y medidas higiénico-sanitarias adecuadas, los que han visto aparecer el parasitismo en forma creciente en su población. 10, 11, 12

A continuación se exponen los aspectos fundamentales de los helmintos intestinales más frecuentes:

***Enterobius vermicularis:*** son conocidos de forma vulgar como oxiuros o lombrices intestinales pequeñas. 10, 11, 12, 13

Morfología: Los adultos de *Enterobius vermicularis* son pequeños, blanquecinos y visibles macroscópicamente. Presentan un tamaño superior las hembras a los machos, y además poseen caracteres que nos permiten diferenciarlos claramente entre sí. La hembra adulto suele tener un tamaño algo mayor 8 a 13 mm de longitud, presenta en la zona anterior alas cefálicas. La zona posterior es característica con una larga cola en punta. El macho, por otro lado, suele ser más pequeño, ronda los 2-5mm. Presenta la zona caudal curvada hacia el interior y con una espícula al final. Los huevos de este parásito tienen una cubierta lisa y transparente, así como una asimetría muy marcada siendo convexos por uno de sus lados y casi planos por el otro. Miden aproximadamente 50-60 x 27-30 μm .Cuando son puestos encierran un embrión inmaduro denominado “larva giriniforme” por su aspecto de renacuajo. Son embrionados a las 6 horas y pueden permanecer viables durante unos 20 días en ambientes húmedos. 10, 11, 12, 13

Ciclo evolutivo: Son muy fáciles de transmitir de persona-persona ya que durante su coevolución con los humanos el nematodo desarrolló cuatro formas diferentes para diseminar sus huevos: vía ano-mano-boca, aerosol, contacto con fómites y retroinfección. Todo esto explica su amplia y ubicua distribución mundial y su dificultad para controlarlo o eliminarlo. Su ciclo biológico se inicia cuando las hembras grávidas repletas de huevos en los sacos uterinos migran desde el ciego a través de la luz intestinal hacia el recto, donde realizan una puesta masiva de huevos. Se fijan en los márgenes del ano donde depositan los huevos. Los dejan adheridos a esa zona gracias a una sustancia viscosa. Uno de los síntomas principales que denota este parasitismo es el prurito, generalmente producido por el desplazamiento de las hembras, y la ovoposición. El prurito induce al rascado inconsciente de la zona perianal, con lo que los huevos pasan a los dedos. El sueño intranquilo coadyuva a la dispersión de los huevos por las ropas de noche y las sábanas, y desde ahí al resto de la habitación. Los huevos con la larva L1 infectante (larva madura 6h tras la puesta), son levantados por las corrientes de aire al airear las sabanas o barrer el suelo y pueden pasar a otros hospederos. Ya sea de esta forma, a través del rascado por prurito debido a que quedan almacenados en la zona subungueal, o a través del contacto oral con objetos contaminados (Etapa infectiva del parasitismo). Una vez los huevos son depositados por la hembra y son ingeridos por la persona, la eclosión de la L1 se produce cuando los huevos llegan al duodeno y las pequeñas larvas siguen su camino a lo largo de la luz del intestino delgado realizando las mudas larvarias. En la zona íleo-cecal las larvas se transforman en adultos. Las larvas que eclosionan de los huevos pueden también migrar de nuevo al ano y producir lo que se conoce como retroinfección. El tiempo estimado desde la ingesta del huevo y la primera ovoposición es de 1 mes. 10, 11, 12, 13, 14, 15

Epidemiología: La distribución del parásito es cosmopolita y suele ser típico de la edad infantil, aunque también puede afectar a los adultos, en los cuales ocurre sin presentar síntomas nocturnos sino simplemente como portadores asintomáticos. En los adultos suele aparecer cuando existen niños infectados en el hogar, los cuales transmiten la infección al resto de la familia. Los factores y hábitos de higiene personal y saneamiento básico intradomiciliario están asociados de manera significativa a la incidencia de este en los niños de instituciones educativas. Asimismo, el factor de saneamiento intradomiciliario es el de mayor influencia en la incidencia de oxiuriasis. 10, 11, 12, 13, 14, 15

Enfermedades clínicas: La gran mayoría de las personas infectadas están libres de síntomas. Los pocos que son sintomáticos experimentan comezón intensa del área perianal, que en raras ocasiones conduce a la celulitis. La infección vaginal aberrante conduce a picazón vaginal y a veces a descarga serosa. La enuresis se ha atribuido a la infección por el oxiuro, pero no se ha establecido una relación causal. El rechinar de los dientes y los trastornos del sueño tampoco se han relacionado definitivamente con el oxiuro. Los pacientes que experimentan dolor abdominal durante la infección puede ser debido a la coinfección con Dientamoeba fragilis. La enteritis eosinofílica causada por E. vermicularis puede ser hemorrágica y presenta dolor abdominal y melena. Raramente, la enterobiosis se ha relacionado con la apendicitis clínica. 10, 11, 12, 13, 14, 15

Diagnóstico de laboratorio: El diagnóstico de sospecha de enterobiosis está determinado por las manifestaciones clínicas y se confirma al detectar los huevos característicos en la mucosa anal. A veces, el personal de laboratorio observa los gusanos adultos en las muestras de heces, pero el método de elección para el diagnóstico exige el uso de una torunda anal con superficie adhesiva a la que se peguen los huevos para así examinarlos al microscopio.

Las muestras se pueden obtener con una cinta adhesiva o con las torundas comercializadas. Se deben recoger cuando se despierta el niño y antes del baño o de la defecación con el propósito de recuperar los huevos depositados por las hembras migratorias durante la noche. Los padres pueden recoger la muestra y entregarla al médico para su examen microscópico inmediato. Quizá sea necesario tomar muestras durante 3 días consecutivos para encontrar huevos y establecer el diagnóstico. Los signos sistémicos de infección, como, por ejemplo, eosinofilia, son poco frecuentes. 10, 11, 12, 13, 14, 15

***Ascaris lumbricoides:*** Este parásito constituye el nematodo intestinal de mayor tamaño que afecta al hombre. 10, 11, 15. 16, 17,18, 19.

Morfología: *Ascaris lumbricoides* es un gusano grande, en su estado adulto, la hembra es mayor que el macho, mide de 20 a 30 cm o más de longitud y de 3 a 6 mm de diámetro; el macho de 15 a 20 cm de longitud y de 2 a 4 mm de diámetro. Estos parásitos son cilíndricos, y presentan una cubierta quitinosa que forma su pared. Son de color rosado cuando están vivos y blanco-amarillento cuando mueren. Presentan sexos separados que se pueden identificar macroscópicamente por el tamaño y por la forma de la extremidad posterior: en la hembra termina en forma recta, y en el macho curva, con dos espículas quitinosas y retráctiles que le sirven para la cópula. La hembra tiene un aparato reproductor muy desarrollado, presenta una estreches en el tercio medio llamada cintura vulvar. Los adultos no tienen órganos de fijación y viven en la luz del intestino delgado; se sostienen a las paredes de este, gracias a su musculatura, e impiden así que sean arrastrados por el peristaltismo intestinal. 10, 11, 15. 16, 17,18, 19.

Producto de la fecundación se producen los huevos fértiles, que son de forma oval o redondeada y miden aproximadamente entre 40 y 60 μm de diámetro. Presentan una cubierta externa mamelonada, albuminosa, que puede faltar. Inmediatamente debajo de esta, hay dos membranas internas lisas, gruesas y en su interior se observa un material granuloso que posteriormente dará origen a las larvas. Estos huevos son de color café. 10, 11, 15. 16, 17,18, 19

Los huevos infértiles provienen de hembras no fecundadas, que no tienen importancia epidemiológica pues no son infectantes, pero sí indican la presencia de *Ascaris* hembras en el intestino. Son huevos atípicos, más grandes, irregulares, frágiles y con granulaciones gruesas. 10, 11, 15. 16, 17,18, 19

Ciclo evolutivo: Los gusanos adultos viven en la luz del intestino delgado. Los huevos fértiles se eliminan al exterior con las heces fecales de las personas infectadas. En condiciones ambientales favorables, con tierra húmeda y sombreada, a temperaturas entre 15 y 30 °C, se forman larvas en el interior de los huevos, y se convierten en infectantes en un período de 2 a 8 semanas. Después de la ingestión de estos huevos por el huésped humano, lo que ocurre al contaminarse las manos, los alimentos o el agua, este huevo llega por el tubo digestivo al intestino delgado, donde se liberan las larvas que penetran en la pared intestinal, hasta encontrar un capilar que por el sistema venoso o linfático las llevará hasta el corazón derecho y luego a los pulmones; aquí atraviesa la pared alveolar, cae en el alvéolo, asciende hacia los bronquiolos, luego a los bronquios y la faringe donde es deglutido, desciende por el aparato digestivo, esófago, estómago y llega nuevamente al intestino delgado y allí se convierte en adulto; de esta forma se completa el ciclo de vida. La vida promedio de los adultos es de 1 a 2 años, al cabo de los cuales mueren y son eliminados espontáneamente. Desde que se ingiere el huevo infectante hasta que la hembra ponga sus huevos y se detecten en las heces fecales transcurre un tiempo aproximado de 2 meses. No existe la posibilidad de reproducción dentro del intestino, ya que todas las infecciones ocurren a partir de huevos del medio ambiente, que provienen de las heces fecales de personas parasitadas. 10, 11, 15. 16, 17,18, 19.

Epidemiología: *Ascaris lumbricoides* es prevalente en áreas con condiciones sanitarias deficientes y cuando se emplean las heces humanas como fertilizantes. Puesto que tanto los alimentos como el agua se contaminan con los huevos, este parásito afecta más que cualquier otro a la población mundial. No se conocen reservorios animales de *Ascaris lumbricoides.* Los huevos de *Ascaris* son muy resistentes y pueden soportar temperaturas extremas y sobrevivir durante meses en las heces y las aguas residuales. La ascariosis es la infección por geohelmintos más común en el mundo y se estima que existen 1.000 millones de personas infectadas. 10, 11, 15. 16, 17,18, 19.

Enfermedades clínicas: Las infecciones debidas a la ingesta de un pequeño número de huevos pueden no producir síntomas; sin embargo, incluso un solo gusano adulto resulta peligroso, dada su capacidad para migrar hasta el conducto biliar y al hígado y provocar daño tisular. Además, puesto que el parásito tiene un cuerpo fuerte y flexible, en ocasiones perfora el intestino y origina peritonitis con infección bacteriana secundaria. Los gusanos adultos no se adhieren a la mucosa intestinal, sino que dependen del movimiento constante para mantener su posición en el interior de la luz intestinal. 10, 11, 15. 16, 17,18, 19

En caso de infección por muchas larvas, la migración de los gusanos hasta los pulmones puede producir una neumonitis que recuerda a la crisis asmática. La afectación pulmonar guarda relación con el grado de hipersensibilidad inducida por infecciones previas y con la intensidad de la exposición actual, y puede cursar con eosinofilia y desaturación de oxígeno. Además, una maraña de gusanos adultos en el intestino puede provocar obstrucción, perforación y oclusión del apéndice. Como se ha indicado anteriormente, la migración hacia el conducto biliar, la vesícula y el hígado puede inducir una lesión tisular importante. A veces, esa migración se produce en respuesta a la fiebre o al empleo de fármacos distintos de los que se emplean en el tratamiento de la ascariosis o de anestésicos. Los pacientes que albergan un elevado número de larvas pueden experimentar también dolor abdominal, fiebre, distensión del abdomen y vómitos. 10, 11, 15. 16, 17,18, 19

Diagnóstico de laboratorio: El examen del sedimento de heces concentradas revela la presencia de huevos fecundados y no fecundados con protuberancias y teñidos por la bilis. Los huevos son ovalados y tienen una longitud de 55-75 mm y una anchura de 50 mm. La cubierta externa de pared gruesa puede perderse de manera parcial. En ocasiones se eliminan gusanos adultos con las heces, lo que suele constituir un episodio bastante espectacular dado su gran tamaño (25-30 cm de longitud). El radiólogo también puede visualizar los gusanos en el intestino y la colangiografía revela con frecuencia su presencia en las vías biliares. La fase pulmonar de la enfermedad se puede diagnosticar por el hallazgo de larvas y eosinófilos en el esputo. 10, 11, 15. 16, 17,18, 19

***Trichuris trichiura:*** Conocido en lengua inglesa como «gusano látigo» (whipworm) debido a que recuerda el asidero y el látigo de una fusta. 10, 11, 12, 21,22

Morfología: La hembra, como en casi todos los helmintos, es mayor que el macho, y mide aproximadamente de 4 a 5 cm de longitud. Presentan sexos separados y se pueden diferenciar macroscópicamente. En ambos sexos se observa una parte anterior fina que ocupa las dos terceras partes del parásito, mientras que el extremo posterior es grueso. Son gusanos cilíndricos de color blanco, que en el caso de la hembra termina en forma de látigo y en el macho enrollado como una cuerda de reloj. Los parásitos adultos viven en el intestino grueso del hombre, fundamentalmente en el ciego y la región rectosigmoidea, con la característica de que introduce parte de la porción anterior del cuerpo del parásito en la mucosa intestinal del huésped. Después de la cópula, la hembra produce huevos fértiles que son muy característicos y fáciles de identificar con el microscopio. Tienen forma alargada u ovalada, como aspecto de limón francés, balón de fútbol rugby o de barril; son de color café y miden aproximadamente 50 μm de longitud y 25 μm de ancho. En sus extremos presentan dos tapones mucosos, como prominencias polares, translúcidas. Poseen una doble membrana, una externa gruesa, y una interna transparente. 10, 11, 12, 21,22

Ciclo evolutivo: Los gusanos adultos viven en el intestino grueso del hombre. Después de la fertilización, la hembra pone los huevos. Estos huevos son eliminados al exterior con las heces de personas infectadas. Al caer en tierra húmeda y sombreada a temperaturas entre 14 a 30 °C, se desarrollan en su interior larvas que se convierten en huevos infectantes en un período de 2 a 4 semanas. La infección ocurre por vía oral por contaminación de manos, alimentos y agua. Desde el interior del tubo digestivo descienden hasta el intestino delgado y allí salen las larvas a través de los tapones mucosos. A esto se le denomina eclosión. Después penetran en las glándulas de Lieberkühn, donde permanecen un tiempo de 3 a 10 días; luego descienden hasta el colon y allí maduran y se hacen adultos, con lo que se completa el ciclo de vida 10, 11, 12, 21,22

Epidemiología: La distribución de *Trichuris trichiura* es universal y su prevalencia guarda relación directa con las condiciones sanitarias deficientes y el uso de las heces procedentes del ser humano como fertilizantes. No se conocen reservorios en otros animales. 10, 11, 12, 21,22

Enfermedades clínicas: La enfermedad clínica ocurre principalmente en niños. Aquéllos con infecciones muy agudas pueden presentar disentería o colitis crónica. La disentería inducida por Trichuris produce pérdida de peso, emaciación y anemia. Debido a la hinchazón mucosa extensa del recto, el deseo de pujar como si las heces estuvieran presentes (tenesmus) puede ocurrir. El tenesmo prolongado puede conducir al prolapso rectal. La colitis crónica en pacientes pediátricos puede parecerse a las características de las formas más conocidas de enfermedad inflamatoria intestinal, como la enfermedad de Crohn y la colitis ulcerosa. Los niños que sufren de trichuriosis aguda desarrollan desnutrición crónica, estatura baja, anemia y uñeros. Después de la quimioterapia específica, muchas de estas condiciones disminuyen, lo que a menudo resulta en una rápida recuperación. Una creciente evidencia sugiere que además de los síntomas físicos de la infección crónica también puede producir deficiencias, a largo plazo, en el desarrollo cognitivo e intelectual del niño. El mecanismo por el cual esto ocurre aún no se conoce., 10, 11, 12, 21,22

Diagnóstico de laboratorio: El examen macroscópico de las heces (técnica de tamizaje) muestra los parásitos adultos (hembra y macho) y se identifican por su morfología descrita anteriormente. La identificación microscópica de los huevos característicos en las heces fecales, se hace por los métodos directo y de concentración. La técnica de Kato katz es muy útil para el conteo de huevos por gramo de heces fecales, que nos da una aproximación de la intensidad de la infección. 10, 11, 12, 21,22

***Ancylostomídeos*** (***Ancylostoma duodenale y Necator americanus***): La infección ocasionada por estos parásitos ha sido llamada de diversas formas, entre ellas, anquilostomosis, infección por gusanos ganchudos y uncinariasis. 10, 11, 12, 23,24, 25.

Morfología: Los gusanos adultos son cilíndricos. Existen los dos sexos. De acuerdo con su morfología existen algunas diferencias entre estos nematodos: La hembra de *Ancylostoma duodenale* mide de 10 a 18 mm de longitud mientras que el macho: mide de 8 a 11 mm de longitud. Una vez fijado, presenta una posición más irregular, y la extremidad cefálica es recta o con una curva muy ligera que sigue la curva general del cuerpo, siempre menos marcada que la de *Necator americanus*. La cápsula bucal de *Ancylostoma duodenale* esta provista con dos pares de ganchos. La hembra posee la vulva en el tercio posterior y en su extremo terminal un apéndice caudal y el macho presenta la bolsa copulatriz con 11 ó 13 costillas. Sus dos espículas son divergentes y terminan en una punta fina. En cambio *Necator americanus* la hembra mide de 9 a 11 mm de longitud y macho: mide de 7 a 9 mm de longitud. Una vez fijado, el cuerpo de la hembra describe un gran arco, cuya parte cóncava corresponde a la cara ventral, y en su extremidad anterior, hace un pequeño arco en sentido inverso a la curva general del cuerpo, o sea, hacia la cara dorsal. El macho describe el arco de forma más cerrada, pero tiene la curva cefálica igual a la hembra. La cápsula bucal esta provista con dos placas cortantes semilunares. La hembra muestra la vulva en el tercio medio y el macho presenta la bolsa copulatriz con 12 ó 14 costillas. Sus dos espículas son largas y se unen. 10, 11, 12, 23,24, 25.

Los huevos y las larvas rhabditiformes o rhabditoides son similares en ambos parásitos, ninguna de estas formas parasitarias son infectantes para el hombre. Los huevos son ovalados y miden aproximadamente 60 ­ μm. Están formados por una envoltura transparente y sumamente delgada, y contienen un embrión segmentado, que puede ir variando según el grado de maduración. Entre el embrión y la envoltura hay una zona clara, bien definida. 10, 11, 12, 23,24, 25.

Las larvas rhabditiformes o rhabditoides son móviles, miden aproximadamente 250 μm de largo. El extremo anterior es romo con una cápsula bucal larga, seguida de un esófago muscular donde se distinguen tres partes: el cuerpo, el istmo y el bulbo. El intestino también es visible y termina en el ano. El primordio de órgano genital es puntiforme y el extremo posterior es puntiagudo. 10, 11, 12, 23,24, 25.

Las larvas filariformes de *Ancylostoma duodenale y Necator americanus* comparten algunas similitudes, pero tienen algunas diferencias con las que se puede realizar el diagnóstico diferencial. 10, 11, 12, 23,24, 25.

Las características de las larvas del *Necator americanus* son: el cuerpo, sin incluir la vaina, presenta una longitud de 500 a 600 micras. Tiene notables procesos dentarios paralelos a todo lo largo como de 15 nanómetros de longitud. El intestino en la unión esófago-intestinal es tan ancho como el bulbo esofágico. La cola (con el ano en la punta) tiene menos de 72 micras. Se observan estriaciones transversales sobre la vaina en la región de la cola. *Ancylostoma duodenales* difiere. El cuerpo, sin incluir la vaina, presenta una longitud de 600 a 700 micras. Tiene unos procesos dentarios no muy notables, como 10 micras de largo. El intestino en la unión esófago-intestinal es más angosto que en el bubo esofágico. La cola tiene más de 73 micras de largo. Las estriaciones transversas sobre la vaina en la región de la cola son poco notables. 10, 11, 12, 23,24, 25.

Ciclo evolutivo: Para ambas especies el ciclo de vida es muy similar, solo tienen algunas pequeñas diferencias. Las formas adultas de ambos nematodos habitan en el intestino delgado, donde se adhieren a la mucosa. Después de la cópula, las hembras comienzan a poner huevos que salen al exterior con las materias fecales. Los huevos al llegar a la tierra si encuentran condiciones favorables de temperatura, humedad y ventilación, continúan su desarrollo hacia el estadio de larva rhabditiforme. La cubierta se rompe entre las primeras 24 a 48 horas y deja libre la larva (L1), luego de 2 ó 3 días muda a un segundo estadio (L2). Pasados de 2 a 5 días, muda nuevamente y se transforma en larva de tercer estadio (L3) o larva filariforme envainada. Durante este estadio, la larva encuentra un huésped y penetrar por la zona de la piel expuesta al suelo contaminado. Cualquier sitio de la piel puede servir de puerta de entrada para las larvas; sin embargo, los lugares más frecuentes son aquellos que con regularidad se exponen al contacto con la tierra, como los pies, las manos y la región glútea. Una vez que las larvas se ponen en contacto con la piel la atraviesan activamente, y abandonando su vaina, viajan desde la puerta de entrada a los vasos sanguíneos y linfáticos, por donde acceden hasta el lado derecho del corazón y de este a los capilares pulmonares. Ya en ellos, las larvas acceden al alvéolo, transitan de modo ascendente por el árbol respiratorio hasta la faringe, donde son deglutidas y llegan hasta el intestino delgado En el caso de las larvas de *Ancylostoma duodenale*, pueden ser deglutidas y completar su desarrollo hasta el estadio de adulto sin pasar por el pulmón. Durante la migración al intestino delgado o poco tiempo después, la larva hace una muda y se convierte en larva de cuarto estadio y un poco más tarde, en adulto. Pasadas aproximadamente 5 semanas de la entrada de la larva al organismo, los adultos llegan a su madurez sexual, ocurre la fecundación y la hembra comienza la puesta de huevos. 10, 11, 12, 23,24, 25.

Epidemiología: La transmisión de la infección requiere que las heces con huevos se depositen en suelos sombreados y bien drenados, y se ve favorecida por el clima húmedo y cálido (tropical). Las infecciones por anquilostomas se encuentran en todo el mundo, en zonas donde el contacto directo con el suelo contaminado puede provocar la enfermedad en el ser humano, pero son más frecuentes en regiones cálidas tropicales y subtropicales. Se estima que más de 900 millones de personas están infectadas por anquilostomas en todo el mundo. 10, 11, 12, 23,24, 25.

Enfermedades clínicas: Las larvas capaces de atravesar la piel pueden producir una reacción alérgica con exantema en el punto de entrada y su migración a los pulmones puede originar neumonitis y eosinofilia. Los gusanos adultos producen síntomas gastrointestinales, como náuseas, vómitos y diarrea. La pérdida de sangre originada por los gusanos al alimentarse puede provocar anemia hipocrómica microcítica. Se estima que esta pérdida diaria es de 0,15-0,25 ml por cada *Ancylostoma duodenale* adulto y de 0,03 ml por cada *Necator americanus* adulto. En las infecciones crónicas y graves se puede encontrar degeneración y retraso del desarrollo mental y físico como consecuencia de la anemia hemorrágica y de las deficiencias nutricionales. Además, el intestino puede sufrir una infección secundaria por bacterias cuando los gusanos migran a través de la mucosa intestinal. 10, 11, 12, 23,24, 25.

Diagnóstico de laboratorio: El diagnóstico se establece por el hallazgo de los huevos o las larvas rhabditiformes en las materias fecales. Los huevos de *Ancylostoma duodenale y Necator americanus* son similares; a pesar de pequeñas diferencias en la talla, no pueden distinguirse uno de otro, por lo que su hallazgo debe ser informado como huevos de *Ancylostomídeos*. La identificación por especies puede hacerse estudiando las características de los gusanos adultos cuando son expulsados de forma natural o después del tratamiento antihelmíntico. También es posible reconocerlas a través del coprocultivo de larvas por métodos como el de Harada-Mori, con el que se pueden observar los rasgos distintivos de estos parásitos. 10, 11, 12, 23,24, 25.

La detección de los huevos se realiza mediante el examen directo con Lugol parasitológico y con diferentes técnicas de concentración, como la técnica de flotación de Willis y Malloy modificada por Basnuevo y la técnica de sedimentación de Ritchie o de formol-éter. Muy importantes son también las técnicas de Stoll y la de Kato-Katz, que además de facilitar el diagnóstico, posibilitan la cuantificación de los huevos, y permiten estimar la cantidad aproximada de vermes que hay en el interior de un huésped. Esta información es de gran utilidad, ya que la carga parasitaria guarda estrecha relación con la gravedad de la infección. 10, 11, 12, 23,24, 25.

Cuando el examen de las materias fecales tarda en ser realizado, es posible observar la presencia de larvas en el primer estadio, las cuales deben ser distinguidas de las larvas de *Strongyloides stercoralis y de Trichostrongylus*. Otra muestra útil en el diagnóstico es el examen del líquido duodenal, donde también es posible encontrar los huevos de *Ancylostoma duodenale y Necator americanus* en las personas infectadas. 10, 11, 12, 23,24, 25.

***Strongyloides stercoralis***: considerado el de mayor letalidad potencial para el hombre. 12

Morfología: Es un parásito muy pequeño que vive en el interior de la mucosa del intestino delgado, principalmente en duodeno y yeyuno. La hembra parásita es filiforme, transparente, mide aproximadamente 2 mm de largo por 50 ­m de diámetro. Tiene una boca con cuatro pequeños labios, un esófago cilíndrico que ocupa el tercio anterior del cuerpo, que se continúa con el intestino el cual desemboca en el orificio anal, cerca del extremo posterior. El parásito macho, según algunos autores, no existe, por lo que se dice que la hembra es partogenética; pero hay otros criterios como los defendidos por Kourí y Sotolongo, que abogan a favor de su presencia. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

Los huevos son muy similares a los de *Ancylostomídeos*. Se encuentran en las hembras adultas y luego en el interior de los tejidos en donde estas habitan. La presencia de huevos en materias fecales es muy rara, solo podría acontecer excepcionalmente, en casos de diarrea muy intensa que de forma rápida arrastre al exterior porciones de mucosa intestinal. Los huevos se observan también en material de biopsia intestinal y en ocasiones en flóculos de mucosa obtenidos por sondaje duodenal. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

Los huevos eclosionan en la luz intestinal y da a lugar a las larvas rhabditiforme, que es arrastrada con el contenido intestinal y expulsada al exterior con las materias fecales; en la tierra estas larvas se transforman en filariformes. Los dos estados larvarios deben diferenciarse de los de *Ancylostomídeos*. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

Larva rhabditiforme: es móvil, mide aproximadamente 250 ­m de longitud por 15 ­m de diámetro; el extremo anterior es romo con cavidad bucal corta, y el esófago tiene tres partes: cuerpo, itsmo con anillo nervioso y bulbo. El intestino termina en el ano en el extremo posterior, y presenta un primordio genital grande y en forma de medialuna un poco posterior a la mitad del cuerpo. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

Larva filariforme: es muy móvil, y mide entre 500 y 700 ­m de largo por 25 ­m de diámetro; puede tener o no membrana envolvente, no se observa cavidad bucal y presenta en la parte anterior un estilete. El esófago es largo y llega hasta la parte media del parásito. El extremo posterior termina en una muesca, lo que constituye la principal diferencia. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

Adultos de vida libre: algunas larvas rhabditiformes en la tierra se pueden convertir en gusanos machos y hembras de vida libre. Estas formas no parasitarias tienen morfología muy diferente a la hembra parásita y miden aproximadamente 1 mm de longitud; la hembra muestra generalmente una hilera de huevos dentro del útero, y la vulva está en la mitad del cuerpo. El macho tiene el extremo posterior curvo y está provisto de dos espículas copulatrices. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

Ciclo evolutivo: La evolución de las larvas rhabditiformes puede tener tres posibilidades: transformarse a infectantes en la tierra; originar gusanos de vida libre que producen nuevas generaciones larvarias o producir formas infectantes en el intestino del mismo huésped. Estas tres características biológicas dan origen a tres formas de ciclo de vida: 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

1. Ciclo directo: las larvas rhabditiformes que caen al suelo con las materias fecales se alimentan y mudan dos veces para transformarse en filariformes. Estas larvas permanecen en la parte más superficial del suelo sin alimentarse, y esperan el contacto con la piel. Cuando esto sucede, penetran a través de ella para buscar los capilares y por la circulación llegan al corazón derecho, pasan a los pulmones, rompen la pared del alvéolo donde mudan para caer a las vías aéreas, ascienden por los bronquiolos y son expulsadas por las cilias bronquiales hasta alcanzar bronquios, tráquea, laringe y llegar a la faringe donde son deglutidas. En el intestino delgado penetran la mucosa y se convierten en parásitos adultos. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

2. Ciclo indirecto: incluye una o varias generaciones de *Strongyloides* de vida libre. Estos se originan a partir de las larvas rhabditiformes que salen en las materias fecales y que genéticamente están destinadas a transformarse en la tierra en gusanos adultos no parásitos. Los machos y las hembras copulan, y dan origen a huevos que embrionan para producir larvas rhabditiformes, las que pueden dar de nuevo gusanos de vida libre que mantienen su existencia indefinidamente en la tierra; algunas de las larvas se convierten a filariformes, y continúan el ciclo de tipo directo ya descrito. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

3. Ciclo de autoinfección endógena y exógena: sucede cuando las larvas rhabditiformes se transforman en filariformes infectantes en la luz del intestino; se denominan "enanas", pues miden menos que las del suelo. Estas penetran la mucosa intestinal, llegan a la circulación y continúan el recorrido descrito en el ciclo directo. La transformación en larvas filariformes puede suceder también en la región perineal, cuando en esta zona se encuentran retenidas en las heces las larvas L1 (rhabditiformes) o se hallan en la ropa interior o de cama de sujetos en pésimas condiciones higiénicas o con alteraciones mentales, entonces esa L1 se transforma en L3 (filariformes), con capacidad de penetración en los tejidos y reinicia el ciclo parasitario descrito. La autoinfección interna se ve favorecida por el estreñimiento y otros trastornos que reducen la peristalsis, como la diverticulosis colónica. En ambas formas de autoinfección, el ciclo migratorio de la L3 en los tejidos dura unos 7 días. Este ciclo permite que: 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

1. Exista hiperinfección cuando las defensas del huésped se encuentran deprimidas. En este caso hay implantación de parásitos adultos en los intestinos delgado y grueso, así como en los pulmones; las larvas filariformes que se producen en gran cantidad pueden invadir ganglios y vísceras. Se constituye así un cuadro de autohiperinfección interna grave, que en pacientes con malas condiciones generales puede ser mortal. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

2. La parasitosis persista indefinidamente sin reinfecciones externas. Este mecanismo explica el hecho de que individuos que estuvieron en zonas endémicas y que se trasladaron a sitios en donde no puede adquirirse esta parasitosis, se encuentren infectados aún después de muchos años (20 ó 30 años).En determinadas ocasiones puede suceder que algunas larvas permanezcan un tiempo largo en los pulmones, puedan alcanzar allí su estado adulto y producir estrongiloidosis pulmonar 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

Epidemiología: Esta nematodiosis se presenta en climas tropicales o subtropicales, donde hay alta pluviosidad, mucha flora y suelos sombreados. Los humanos son el reservorio principal de Strongyloides stercoralis. Hay transmisión ocasional solamente de algunas cepas caninas y felinas a humanos, además puede haber transmisión de una persona a otra. La susceptibilidad es universal, se ha demostrado inmunidad adquirida en animales de laboratorio, pero no en humanos. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

Otro dato epidemiológico también de importancia capital en esta parasitosis es que los pacientes con situaciones de inmunodeficiencias, presentan las autoinfecciones en forma permanente, y es mucho más severa la enfermedad. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

Por la frecuencia mundial creciente de la inmunodepresión y por la posible importancia en el SIDA, la estrongiloidosis debe prevenirse en lo posible y los procedimientos diagnósticos deben utilizarse al máximo, para detectarla precozmente. 10, 11, 12, 26, 27, 28, 29,30, 31.

Enfermedades clínicas: Después de la infección de individuos inmunocompetentes puede no haber síntomas prominentes o puede haber una diarrea acuosa, mucosa, cuyo grado varía con la intensidad de la infección. La mayoría de los pacientes infectados no presentan síntomas después de la infección y la eosinofilia periférica puede ser la única evidencia de infección aguda. Algunos individuos pueden reportar reacciones cutáneas, comúnmente llamadas picor de tierra, debido a la penetración de la piel por las larvas infectantes L3. La erupción del picor de tierra se produce característicamente en los pies. En el aproximadamente 25% de los pacientes sintomáticos se han reportado estados de diarrea y estreñimiento alternados, malestar abdominal, vómitos y dolor epigástrico que empeora con la ingesta de alimentos. Aunque estos síntomas suelen durar alrededor de seis semanas, algunos individuos pueden presentar síntomas persistentes por años. Los niños con S. stercoralis pueden desarrollar un síndrome caracterizado por anorexia, caquexia, diarrea crónica, malabsorción de grasas y de proteínas y distensión abdominal. Durante la fase migratoria de la infección, los síntomas pueden parecerse a los descritos para la ascariosis y la anquilostomiasis (p. Ej., Neumonitis), aunque en ausencia de infección diseminada, los síntomas pulmonares no suelen ser prominentes. Más comúnmente, la estrongiloidiosis pulmonar se caracteriza por una eosinofilia circulante asintomática. La migración de las larvas a través de la piel da lugar a una erupción serpiginosa, urticaria repentina, una condición conocida como larva currens. Se ha observado que las larvas migran a través de la piel tan rápido como 5 -15 cm por hora, dejando rayas pruríticas rojas intensas en el abdomen o en los muslos laterales. La estrongiloidiosis también puede presentarse con un sarpullido purpúrico petequial (púrpura de la huella dactilar parasitaria periumbilical) comúnmente presente en el abdomen anterior o en los muslos laterales. En el caso de hiperinfección e infección diseminada los síntomas clínicos son exagerados si la hiperinfección se superpone a una infección ya crónica. La invasión masiva por larvas de *Strongyloides* debido a la hiperinfección tiene una presentación impresionante como enteritis aguda, con diarrea severa y enfermedad ulcerosa del intestino delgado y del intestino grueso. Estos pacientes a menudo tienen enterocolitis bacteriana secundaria que puede resultar en un íleo paralítico, y la invasión bacteriana que se traduce en abscesos metastásicos y meningitis bacteriana. Durante la infección diseminada, las propias larvas pueden ingresar al sistema nervioso central con el desarrollo de meningitis gramnegativa por patógenos entéricos y, en algunos casos, por abscesos secundarios. La invasión pulmonar también es exagerada durante la infección diseminada y puede conducir a un cuadro clínico de neumonía, embolia pulmonar, hemorragia intrapulmonar o insuficiencia respiratoria aguda. 10, 11, 12. 28, 29, 30.

Diagnóstico de laboratorio: El único método para confirmar el diagnóstico es el hallazgo de larvas L1 rhabditiformes en materias fecales (ya que su excreción es muy irregular), en líquido duodenal, esputo o en tejidos. La ausencia del parásito en ocasiones en el examen coprológico se debe a la localización hística de los nematodos, cuyas larvas no caen de manera constante a la luz intestinal. Es conveniente hacer estudios seriados de materias fecales por esa irregularidad en la excreción de larvas, y por esta misma causa no se debe utilizar el recuento de larvas para dar el grado de intensidad de la infección, por lo cual no es posible clasificar las infecciones en leves, medianas o intensas, como se hace en otras helmintiasis intestinales, en las que sí se hacen recuentos de huevos. 10, 11, 12. 28, 29, 30.

Los métodos de concentración son recomendables y mejoran la posibilidad de encontrar larvas, cuando los exámenes directos son negativos, el mejor en este caso es el de formol-éter de Ritchie, en el cual se observan las larvas inmóviles en el sedimento. Son muy utilizados también los métodos de cultivo. El más empleado es la mezcla de la materia fecal con carbón molido estéril y arena, que se mantiene húmedo a temperatura ambiente; este permite obtener larvas filariformes y gusanos adultos de vida libre. Para la separación e identificación de larvas, se recomienda el método de Baermann, el otro método útil es el de Harada-Mori, en el que se usa un papel de filtro con la muestra fecal, cuyo extremo se mantiene en agua en un tubo En el material duodenal aspirado con sonda, pueden encontrarse larvas en el examen microscópico. Raramente se recurre a este método, en remplazo de los exámenes coprológicos, por las dificultades que presenta su ejecución; pero si las pruebas en el material fecal son negativas, se justifica el estudio duodenal. Cuando se examina la bilis obtenida por aspiración duodenal, debe siempre tenerse en cuenta la posibilidad del hallazgo de las larvas de Strongyloides. Es muy útil para estos estudios, la cápsula de Beal o Enterotest, consistente en una cuerda de nylon que se ingiere en una cápsula de gelatina. Otro método, de naturaleza invasiva pero que se debe emplear siempre que se justifiquen bien las razones de su uso, es la biopsia de mucosa intestinal, a través de la cual se puede ver la presencia de larvas, huevos y parásitos adultos. 10, 11, 12. 28, 29, 30.

Durante la enfermedad diseminada, las larvas rhabditiformes o filariformes, o los huevecillos se encuentran en el esputo al hacer un frotis sobre el portaobjetos y examinarlo "a seco débil". Su presencia sugiere una enfermedad grave y de mal pronóstico. Se pueden emplear las coloraciones de Gram o Ziehl- Neelsen. 10, 11, 12. 28, 29, 30.

Otros exámenes que ayudan para el diagnóstico de esta infección son los métodos inmunológicos, dentro de los cuales el ELISA en suero, utilizando antígenos del parásito, fundamentalmente larvas filariformes obtenidas de cultivo, muestra una positividad de 80 a 90 % y revela la presencia de IgG específica. También es válido hacer un leucograma donde se mostrará una leucocitosis importante con predominio de eosinófilos en casos severos con migración larvaria. 10, 11, 12. 28, 29, 30.

En cuanto a los exámenes radiológicos, al inicio de la enfermedad, se evidencia inflamación e irritabilidad con dobleces de la mucosa prominente. También puede haber dilatación y duodenitis ulcerativa; más tarde, los hallazgos pueden parecerse a los del esprúe tropical y no tropical. En etapas avanzadas con fibrosis, hay estrechamiento, rigidez y disminución de la peristalsis. La radiografía de tórax es normal en gran parte de los pacientes, pero durante la migración de larvas en los pulmones pueden haber placas irregulares y transitorias de neumonitis o nodularidades finas. Se ha estudiado una prueba cutánea con resultados promisorios. 10, 11, 12. 28, 29, 30.

***Taenia solium:*** Se trata de un parásito hermafrodita, generalmente solitario, de ahí su nombre popular de "lombriz solitaria".10, 11, 12, 32.

Morfología: El parásito adulto tiene una longitud de 2 a 3 m de largo. Es plano, de color blanco nacarado. Está conformado por un escólex cuadrangular y tres tipos de proglótides: inmaduros, maduros y grávidos. Presentar el escólex armado y los proglótides grávidos con menos de 12 ramas uterinas de forma dendrítica. Los proglótides se separan del resto del estróbilo y son eliminados pasivamente con las heces. 10, 11, 12, 32.

Los huevos tienen un diámetro entre 30 y 40 ­m, de forma redonda, con una envoltura sumamente gruesa y lisa, con líneas transversales; el contenido es una masa granulosa redonda con tres pares de ganchos (embrión hexacanto). Algunas veces el huevo se encuentra encerrado en un saco transparente, en cuyo interior flota. 10, 11, 12, 32.

Ciclo evolutivo: *Taenia solium* parasita el intestino delgado del hombre. Los huevos salen al exterior con las materias fecales, si los proglótides grávidos se desintegran en el intestino; o dentro de los proglótides grávidos intactos que salen pasivamente con las materias fecales. Desde el momento de la salida, los huevos son infectantes inmediatamente para el hospedero intermediario. Cuando son ingeridos por el hospedero intermediario, la oncosfera sale en el intestino del huésped, penetra las paredes intestinales, y es llevada por los vasos sanguíneos y linfáticos a todas las regiones del cuerpo. Se transforma en el estadio larval llamado *Cysticercus cellulosae* y se localiza fundamentalmente en el tejido conjuntivo interfascicular del músculo. El hombre adquiere la infección por la ingestión del estadio larval, junto con la carne de ganado porcino cruda o poco cocinada. Una vez en el intestino delgado el parásito se adhiere a la pared del intestino. La madurez del parásito ocurre entre las 5 y 12 semanas de la infección, momento a partir del cual los parásitos son capaces de eliminar huevos, que pueden llegar al suelo y recomenzar el ciclo. Los huevos de *Taenia solium*, además de ser infectantes para los cerdos, lo son para los humanos, en cuyos tejidos se pueden desarrollar las larvas. Conocida por cisticercosis, este tipo de infección reviste una gran importancia por las alteraciones que puede causar en el hospedero humano. 10, 11, 12, 32.

Epidemiología: La infección por *Taenia solium* está directamente relacionada con la ingesta de carne de cerdo poco cocinada, y su prevalencia es elevada en África, India, el sudeste asiático, China, México, países de Sudamérica y países eslavos. 10, 11, 12, 32.

Enfermedades clínicas: Los microorganismos adultos de *Taenia solium* localizados en el intestino rara vez producen problemas. El intestino puede irritarse allí donde se ha producido la fijación y pueden aparecer molestias abdominales, indigestión crónica y diarrea. La mayoría de los pacientes únicamente se dan cuenta de la infección cuando observan la presencia de proglótides o estróbilos de proglótides en las deposiciones. 10, 11, 12, 32.

Diagnóstico de laboratorio: El examen de las heces puede revelar la presencia de proglótides y de huevos, y el tratamiento puede expulsar totalmente al gusano, lo que permitirá su identificación. Los huevos son idénticos a los de *Taenia saginata* (tenia del ganado vacuno); así pues, los huevos no bastan para la identificación a nivel de especie por eso con su hallazgo se informa como ***Taenia spp*** . La exploración detallada de las proglótides revela su estructura interna, hecho que resulta importante para distinguir entre *Taenia solium* y *Taenia saginata*. Las proglótides grávidas de *Taenia* solium son más pequeñas y contienen sólo entre7 y 12 ramas uterinas laterales, mientras que la tenia del ganado vacuno posee entre 15 y 30. 10, 11, 12, 32.

***Taenia saginata:*** su nombre popular es "lombriz solitaria". 10, 11, 12, 33 ,34.

Morfología: El adulto de este parásito puede alcanzar de 4 a 10 m de largo. Es plano, de color blanco nacarado. Está conformado por un escólex cuadrangular y tres tipos de proglótides: inmaduros, maduros y grávidos. El escólex cuenta con cuatro ventosas, no tiene ganchos. Los proglótides grávidos contienen más de 12 ramas uterinas dicotómicas, a cada lado del tallo principal. 10, 11, 12, 33 ,34.

Los huevos son redondeados y miden entre 30 y 40 ­m, presentan una envoltura sumamente gruesa y lisa, con líneas transversales (embrión hexacanto). En su interior se encuentra la oncosfera. Algunas veces, el huevo se encuentra encerrado en un saco transparente, en cuyo interior flota. 10, 11, 12, 33 ,34.

Ciclo evolutivo: *Taenia saginata* parasita el intestino delgado del hombre. Los huevos salen al exterior con las materias fecales, si los proglótides grávidos se desintegran en el intestino; de lo contrario, quedan dentro de los proglótides grávidos intactos que salen del ano a la región perianal. Desde el momento de la salida, los huevos son infectantes inmediatamente para el hospedero intermediario. Cuando son ingeridos por el hospedero intermediario la oncosfera sale en el intestino del huésped y penetra las paredes intestinales, y de allí es llevada por los vasos sanguíneos y linfáticos a todas las regiones del cuerpo. Las oncosferas se localizan fundamentalmente en el tejido celular graso que rodea los músculos estriados, donde se transforman en el estadio larval, llamado *Cysticercus bovis*. El hombre adquiere la infección por la ingestión del estadio larval, junto con la carne de ganado vacuno cruda o poco cocinada. Una vez en el intestino delgado, el parásito se adhiere a la pared del intestino por medio de cuatro ventosas que posee en su escólex. Es así que comienza a crecer y a formar numerosos proglótides. La madurez ocurre entre 10 y 12 semanas, cuando se comienzan a expulsar proglótides grávidos, capaces de diseminar los huevos en el suelo, y empieza así nuevamente el ciclo, si son ingeridos por el ganado vacuno. 10, 11, 12, 33 ,34.

Epidemiología: *Taenia saginata* tiene una distribución universal y es una de las causas más frecuentes de cestodosis. El ser humano y el ganado bovino perpetúan el ciclo vital: las heces humanas contaminan la vegetación y el agua con huevos, que son ingeridos por el ganado. Los cisticercos del ganado producen gusanos adultos en el ser humano cuando consume carne cruda o poco cocinada. 10, 11, 12, 33 ,34.

Enfermedades clínicas: El síndrome resultante de la infección por *Taenia saginata* es similar al de la infección intestinal por Taenia solium. Habitualmente los pacientes están asintomáticos o pueden presentar síntomas abdominales mal definidos, indigestión crónica y dolor abdominal. Pueden expulsarse directamente proglótides por vía rectal. 10, 11, 12, 33 ,34.

Diagnóstico de laboratorio: El diagnóstico de infección por *Taenia saginata* es similar al de la infección por *Taenia solium*: recuperación de proglótides y huevos o del gusano entero, cuyo escólice carece de ganchos. El estudio de las ramas uterinas de las proglótides permite distinguir entre *Taenia saginata* y *Taenia solium.* 10, 11, 12, 33 ,34.

***Hymenolepis spp:*** *Hymenolepis nana y diminuta:* Taenia de los roedores 10, 11, 12, 35, 36, 37,38.

*Hymenolepis nana* es un parásito hermafrodita, plano enano, frente al que el hombre actúa como hospedero definitivo e intermediario a la vez. Por regla general, se encuentran numerosos ejemplares en el intestino de los infectados. Puede ocurrir autoinfección y es esa una de las razones por las que se perpetúa la infección. También puede transmitirse de persona a persona. 10, 11, 12 ,36.

En cambio *Hymenolepis diminuta*  infecta al hombre de manera accidental, a partir de la ingestión de los hospederos intermediarios. 10, 11, 12, 35

Morfología: El parásito adulto de *Hymenolepis nana* mide aproximadamente entre 15 y 45 mm de largo. Su escólex tiene cuatro ventosas y el rostellum es retráctil, corto y está armado con 20 a 30 ganchos. Los proglótides son pequeños, más anchos que largos. Los huevos son ovalados, casi redondos y miden entre 45 y 50 ­m de diámetro. Tienen una envoltura doble, compuesta por una membrana externa delgada y otra interna más gruesa en los polos, con filamentos que se extienden a partir de estos. En su interior contienen una oncosfera, con tres pares de ganchos (embrión hexacanto). 10, 11, 12, 36

El adulto de *Hymenolepis diminuta* mide 20 a 60 cm de largo. Su escólex tiene cuatro ventosas que le permiten adherirse al intestino, no presenta ganchos. Los proglótides son pequeños, más anchos que largos. Los huevos son redondos, miden entre 70 y 80 ­m de diámetro. Tienen una envoltura doble: una externa delgada con líneas transversales y otra interna muy gruesa. En el interior, el huevo contiene un embrión redondo, con seis garfios dispuestos en forma de abanico (embrión hexacanto). 10, 11, 12, 35.

Ciclo evolutivo:

*Hymenolepis nana* parasita el intestino delgado del hombre. Los huevos que salen al exterior con las materias fecales, ya son infectantes. El huésped susceptible se infecta al ingerir agua o alimentos contaminados con los huevos. Al ser ingeridos los huevos de *Hymenolepis nana*, se liberan las oncosferas en el intestino delgado y penetran en las vellosidades, donde se desarrolla un estadio larval conocido por cisticercoide. Estas larvas salen de su cubierta por rotura y llegan a la luz del intestino y allí se evaginan, se transforman en adultos y se adhieren a la pared del intestino. Alrededor de 2 a 3 semanas después de la infección, el adulto alcanza su talla de 2 a 4 cm y comienza la salida de los huevos embrionados, a causa de que los proglótides se rompen al descender por el tubo digestivo. Los huevos que salen con las materias fecales también son infectantes para roedores y algunas pulgas y tenebriónidos. Estos si ingieren los huevos, pueden actuar como hospederos intermediarios. La oncosfera eclosiona en el intestino del artrópodo y se desarrolla un cisticercoide, que cuando es ingerido puede ser infectante para el hombre y los roedores. Algunos huevos son infectantes tan pronto son liberados de los proglótides en el intestino del hombre; estos huevos son los que garantizan la autoinfección. 10, 11, 12, 36

El ciclo evolutivo de *Hymenolepis diminuta* es más sencillo. Los huevos son expulsados con las heces de los roedores, son ingeridos por insectos como las larvas de pulgas, y en el hemoceloma de estas inmediatamente se transforman en cisticercoides, sin esperar que el insecto se haga adulto. La tenia madura se desarrolla en los roedores que ingieren el insecto infectado. El hombre se puede enfermar por la ingestión de insectos infectados, pero en este caso la infección ocurre de manera accidental. 10, 11, 12, 35.

Epidemiología: La infección por *Hymenolepis nana* es cosmopolita, aunque se ve más en zonas templadas y tropicales. Ocurre con mayor frecuencia en niños pequeños. La transmisión de la infección de persona apersona es posible por vía fecal-oral. 10, 11, 12, 36

*Hymenolepis diminuta* produce una zoonosis de distribución cosmopolita, que requiere la ingestión accidental de insectos, ya que a diferencia de la infección por *Hymenolepis nana*, la infección por los huevos no ocurre. Esta infección puede estar asociada a la ingestión de cereales. 10, 11, 12, 35.

Enfermedades clínicas: En ambas especies si sólo hay algunos gusanos en el intestino no se experimentan síntomas. En las infecciones masivas, especialmente si ha habido autoinfección e hiperinfección, los pacientes sufren diarrea, dolor abdominal, cefalea, anorexia y otras molestias mal definidas. 10, 11,12, 35, 36, 37,38.

Diagnóstico de laboratorio: Igualmente en ambas especies Los proglótides grávidos se desintegran dentro del intestino y raramente pasan intactos en las heces. La identificación de esta especie está fundamentalmente basada en el reconocimiento de los huevos en las materias fecales. Para ello se utiliza el examen directo con solución parasitológica de Lugol, así como técnicas de concentración como la técnica del formol-éter. 10, 11,12, 35, 36, 37,38.

***Dipylidium caninum:*** Taenia de los perros  10, 11, 39,40.

Morfología: Es un gusano plano que puede medir 15 cm de longitud. Vive en el intestino delgado de los animales domésticos alimentándose de los nutrientes, pero también puede infectar al ser humano, especialmente a niños cuyos labios son lamidos por animales domésticos infectados. Debido al tamaño y la forma d las proglótides maduras y terminales, *Dipylidium caninum* recibe el nombre de tenia «semillas de calabaza». Los huevos son muy característicos debido a que conforman grupos recubiertos de una membrana clara y fuerte. Uno de estos grupos puede llegar a contener hasta 25 huevos y rara vez se visualiza algún huevo fuera de un grupo. 10, 11, 39,40.

Ciclo evolutivo: El ciclo vital implica el desarrollo de larvas del gusano en las pulgas de perros y gatos. Estas pulgas, cuando son aplastadas por los dientes del animal infectado, se transportan a la lengua del niño cuando besa al animal o cuando el animal lame al niño. La deglución de la pulga infectada produce una infección intestinal. 10, 11, 39,40.

Epidemiología: La distribución de *Dipylidium caninum* es universal, especialmente en niños. Su distribución y transmisión están directamente relacionadas con perros y gatos infectados por pulgas. 10, 11, 39,40.

Enfermedades clínicas: Las infecciones leves son asintomáticas; una mayor carga parasitaria produce malestar abdominal, prurito anal y diarrea. El prurito anal es el resultado de la migración activa de la proglótide móvil. 10, 11, 39,40.

Diagnóstico de laboratorio: El examen de heces pone de manifiesto los grupos incoloros de huevos; también pueden observarse proglótides en las heces. 10, 11, 39,40.

***Inermicapsifer madagascariensis:*** El nombre de *Inermicapsifer* proviene del latín inerme: desarmado, capsa: cubierta y fero: lleva; por lo tanto es un cestodo que lleva cubierta desarmada. 11, 12, 41, 42, 43.

Morfología: Este parásito mide entre 24 y 42 cm de largo con 310 a 368 proglótides y 2,6 mm de ancho máximo; se diferencia de *Raillietina* por la presencia de un escólex y ventosas inermes. Los segmentos grávidos en los cuales el útero está remplazado por cápsulas ovíferas son más largos que anchos, mientras que los no grávidos, son más anchos que largos. En cada segmento grávido se pueden encontrar entre 10 y 175 cápsulas con 6 a 11 huevos de 35 a 50 ­m de diámetro. Los poros genitales son unilaterales y se abren hacia la mitad del cuerpo del proglótide, lo que permite diferenciarlo de *Raillietina*, donde el poro genital está en el tercio anterior del borde lateral del proglótide. 11, 12, 41, 42, 43.

Ciclo evolutivo: Se ignora su ciclo evolutivo, aunque se cree que en su transmisión esté involucrado algún artrópodo como hospedero intermediario. 11, 12, 41, 42, 43.

Epidemiologia: Esta parasitosis ha sido reportada en la Isla de la Reunión, en Madagascar, Zaire, Mauricio, Zimbabwe, Kenya, Puerto Rico, Tailandia, Filipinas y Venezuela. Sin embargo, el mayor número de casos humanos ha sido encontrado en Cuba. Este parasitismo es casi exclusivo de niños, sobre todo los menores de 3 años, y afecta con una mayor frecuencia a la raza blanca. 11, 12, 41, 42, 43.

Enfermedades clínicas: La mayoría de los casos son asintomáticos, y cuando se presentan síntomas, estos son ligeros o aparentemente insignificantes, aunque la mayoría de las veces no pueden ser bien determinados. Solo se ha reportado, en algunos pocos casos, pérdida de apetito y de peso, dolor abdominal e irritabilidad. La asociación causa-efecto de la enfermedad en este organismo no está bien determinada, ni aun en los pacientes que parecen ser sintomáticos. Lo que tienen en común casi todos los pacientes es la expulsión de los parásitos, generalmente en forma de “granos de arroz”. 11, 12, 41, 42, 43.

Diagnóstico de laboratorio: Se realiza por la observación de los parásitos en las heces, como pequeños fragmentos blanquecinos parecidos a granos de arroz, que es la forma más común de presentación. Al examen microscópico se puede diferenciar si se trata de verdaderos granos de arroz o proglótides grávidos, pues al comprimirlos entre el cubreobjeto y portaobjeto se estallan y dejan salir un gran número de cápsulas ovíferas características. En cambio, si se trata de fragmentos feculentos se desprenderán granos de almidón que se tiñen de color violáceo con la coloración de Lugol. En otras ocasiones se puede producir la expulsión espontánea del parásito con su escólex, que permite diferenciar que permite diferenciar claramente el género *Inermicapsifer*, por su característica de no poseer ganchos en esta estructura, a diferencia del escólex de *Raillietina* que es armado; es decir, posee una corona de ganchos. 11, 12, 41, 42, 43.

**1.3. Técnicas de laboratorio para el diagnóstico de helmintos intestinales.**

Aunque existen innumerables técnicas que permiten la identificación de parásitos intestinales en materia fecal, el diagnóstico de las parasitosis intestinales se basa primordialmente en el coproanálisis, el cual continúa siendo la técnica más costo-efectiva.44

Para la realización de dicho ensayo de laboratorio indispensable contar con personal de laboratorio que tenga el conocimiento, la experiencia y las habilidades suficientes para realizar un diagnóstico acertado. Además, se debe tener en cuenta una adecuada recolección y conservación de la muestra y el tiempo transcurrido entre la recolección de la muestra y la llegada de la misma al laboratorio para su posterior análisis. 44

Las muestras empleadas para el diagnóstico parasitológico pueden ser45:

* Heces fecales
* Raspado de la mucosa anal
* Contenido duodenal
* Materiales uro-genital (secreciones vaginales, vulvares y orina)
* Sangre.
* Materiales sigmoidoscópicos

La muestra debe ser abundante y fresca cuando se le examina (1 ó 2 horas después de su emisión o establecer un procedimiento para su preservación). Existen sustancias para preservar las heces Ej. Formalina al 5% y F2AM, las no preservadas pueden refrigerarse. Las heces fecales destinadas a examen parasitológico se recogerán en un recipiente limpio, seco y con tapa. Es suficiente de 5 a 10 gramos de la muestra. Cuando se trata de exámenes seriados (tres muestras o más), las mismas pueden ser emitidas espontáneamente. Las muestras seriadas deben obtenerse al menos en días alternos pudiendo utilizarse o no laxantes salinos. La muestra no se debe dejar expuesta al aire en recipiente sin tapa. No se debe aceptar muestras mezclada con agua, orina, tierra o empacada en papel o caja de cartón. 45

Clasificación de los métodos de exámenes coproparasitológicos:

Los métodos coproparasitológico pueden ser cualitativos o cuantitativos. Los métodos cualitativos se clasifican en directos y por concentración. Los métodos directos a su vez son macroscópicos o microscópicos. El método macroscópico más conocido es la técnica del tamizaje. Los exámenes microscópicos pueden se húmedos o secos. Los métodos húmedos consisten en preparaciones en fresco con diferentes reactivos como son la solución salina fisiológica, el lugol, la eosina, el azul de metileno, entre otros. Entre los métodos secos más utilizados se encuentran la tinción tricrómica y la tinción de Ziehl-Neelsen modificada. Por otra parte los exámenes por concentración se clasifican en técnicas por flotación o por sedimentación. Entre las técnicas por flotación más reconocidas se encuentran la técnica de Willy y Malloy modificada por Basnuevo, la técnica del sulfato de Zinc y la técnica de Sheather. Los métodos por sedimentación más empleados son la técnica de Ritchie, la técnica de Teleman-Rivas y la copa cónica. Los métodos cuantitativos fundamentales son el método de Stoll y el método de Kato-Katz 45

Otros métodos indirectos permiten establecer un diagnóstico de probabilidad y se basan en la interpretación de las reacciones del hospedero, por ejemplo:

a) Citodiagnóstico: hemograma con diferencial.

b) Histodiagnóstico: reacción granulomatosa, metaplasia e inflamación.

c) Inmunodiagnóstico: determinación de inmunoglobulinas, fijación del complemento, hemaglutinación indirecta, látex, técnicas de inmunofluorescencia e inmunoelectroforesis, ELISA. (Enzyme Linked Immunosorbent Assay) (Por sus siglas en inglés) (3)

d) Química sanguínea.

e) Electrocardiograma (ECG), ultrasonido, radiología y tomografía axial computarizada (TAC).45

Principales métodos de diagnóstico coproparasitológicos

* Método de examen directo con eosina roja al 1 % o solución de lugol o solución salina. 45

Es la más antigua de todas las técnicas y es utilizada para el diagnóstico de todas las parasitosis intestinales, aunque puede ser especialmente útil para la observación de las formas móviles de trofozoitos. 45

1. Se coloca en el centro de un portaobjetos una gota de una solución de Lugol eosina roja al 1 % o solución de lugol o solución salina.

2. Se toma un pequeño fragmento de heces de la superficie y se diluye en la gota de los reactivos descritos anteriormente, sobre el portaobjetos.

3. Si existen partículas groseras se apartan y se coloca un cubreobjetos (es importante tomar partes mucosas o mucosanguinolentas, en el caso de que existan).

4. Se observa al microscopio con lente ocular 10 X. Primero con un objetivo 10 X y después con 40 X.

5. Se observa toda la lámina con ocular 10 X y con objetivo 10 X para el diagnóstico de larvas y huevos de helmintos. Los trofozoitos y quistes de protozoos se destacarán como elementos nacarados translúcidos sobre el fondo lugol, que impregnarán todos los elementos, excepto los protozoos cuando son viables. Con la solución eosina se observarán quistes incoloros en un fondo rosado, y trofozoitos y larvas con movimientos.

6. Cuando estos elementos translúcidos y claros se localicen con el objetivo 10 X en formas de pequeñas masas redondeadas se pasará al objetivo 40 X para identificarlos.

En la preparación tratada con solución lugol, la sustancia cromatínica se destaca sobre el citoplasma pardo–amarillento, y es posible distinguir la estructura nuclear. 45

* Técnica de Willis y Malloy (Modificada por Basnuevo) 45

Constituye un método de enriquecimiento de huevos a través del uso de un medio con una densidad de 1200, lo que permite concentrar los huevos de los helmintos más frecuentes en Cuba (*Trichuris trichiura, Ascaris lumbricoides y Ancylostomídeos*). Este método fue creado por Willis en 1921 y es especialmente útil para los huevos de *Ancylostomídeos*. El método original usa solo sal, pero en Cuba fue introducida hace más de 50 años una modificación que emplea azúcar y formol, y disminuye la cantidad de cloruro de sodio, y es en esa forma que se utiliza actualmente en la red nacional de laboratorios. 45

1. Preparar una solución de alta densidad a base de sal, azúcar y una pequeña cantidad de formol, en las siguientes proporciones:

Cloruro de sodio..........................................180 g.

Azúcar........................................................500 g.

Formol al 40 %.............................................20 ml

Agua corriente...........................................1200 ml

Esta solución debe dar una densidad de 1200. 45

2. En un vasito plástico o de cristal de no más de 30 ml de capacidad, preferentemente cilíndrico o cónico con el extremo inferior más estrecho, se vierten de 10 a 15 ml de la solución anterior y en ella se disuelven aproximadamente 2 gramos de las heces que se investigan. Esta debe hacerse con un aplicador desechable de madera o plástico, se deben extraer las grandes partículas no disueltas que resulten de la solución de las heces. 44

3. Se procede a llenar el vasito con la misma solución hasta el borde sin que rebose.

4. Se coloca un portaobjetos sobre el vasito, de manera que el líquido contacte con la superficie del portaobjetos y se mantiene así de 15 a 20 minutos.

5. Pasado ese tiempo, se toma el portaobjetos con un movimiento de volteo rápido de manera que el líquido no se escurra de la lámina y se lleva al microscopio para su observación.

6. Observar con ocular 10 X y objetivo 10 X, debe recorrer toda la lámina con ese aumento, antes de que la preparación comience a secarse. 45

* Concentración de formol-éter/ etil acetato de Ritchie45

Esta técnica es utilizada para concentrar quistes de protozoos y huevos de helmintos. Sin embargo, no es adecuada para la observación de trofozoitos. 45

1. Si la materia fecal es dura se agrega solución salina y se mezcla hasta que quede líquida en cantidad aproximada de 10 ml.

2. Se pasará por una gasa doble y húmeda, una cantidad aproximada de 10 ml de la materia fecal líquida a un tubo de centrífuga de 15 ml.

3. Se centrifugará a 1500-2000 r.p.m. por dos minutos, y se decantará el sobrenadante.

4. Se diluirá el sedimento en solución salina, se centrifugará como antes y se decantará. Este paso se puede repetir tantas veces como sea necesario hasta que el sobrenadante salga claro.

5. Se agregará al sedimento aproximadamente 10 ml de formol al 10 % y se mezclará bien, se dejará reposar por cinco minutos.

6. Se agregará 3 ml de éter o de acetato de etilo, se tapará el tubo con un tapón de goma y se agitará de manera fuerte durante treinta segundos. Se destapará cuidadosamente.

7. Se centrifugará a 1500 r.p.m. por cinco minutos más. Se formarán cuatro capas distribuidas así: una de sedimento pequeño que contiene los huevos, quistes y otros elementos una capa de formol, un anillo con restos de materiales fecales y el éter en la superficie.

8. Con un palillo se aflojará el anillo con restos de materia fecal de las paredes del tubo, para decantarlo cuidadosamente con las tres capas superiores. Se tratará de que el sedimento no se contamine, para ese fin si es necesario se podrá limpiar con un algodón las paredes del tubo para evitar que el sedimento se contamine con los restos del anillo de residuos.

9. Se mezclará el sedimento con la pequeña cantidad de líquido que baje por las paredes del tubo y se harán preparaciones en fresco con lugol para ser observadas en el microscopio. 45

* Técnica de Kato-Katz45

Es una técnica que consiste en una modificación volumétrica del método gravimétrico original y es utilizada para el diagnóstico cuali-cuantitativo de las helmintiasis intestinales. 45

1. Embeber las tiras de acetato humectable en una solución al 50 % de glicerina verde malaquita por no menos de 24 horas antes de usarse.

2. Transferir una pequeña porción de heces sobre un pedazo de papel de deshecho (el papel de un periódico viejo puede ser ideal).

3. Colocar una malla de nylon sobre las heces y presionar se debe ayudar con un aplicador plástico.

4. Tomar con la espátula la materia fecal colada y colocarla en el orificio de la placa plástica previamente situada sobre un portaobjetos limpio.

5. Levantar con mucho cuidado el plástico de manera que la materia fecal quede sobre el portaobjetos según la forma y volumen del orificio.

6. Cubrir la muestra fecal con el cuadrado de celofán embebido con la solución de glicerina-verde malaquita.

7. Invertir la preparación y presionar sobre una superficie dura y lisa para extender la muestra de forma pareja de manera que llegue a cubrir un área de 20 a 25 mm de diámetro.

8. Se deja reposar la muestra durante una hora a temperatura ambiente antes de su examen microscópico. La lámina puede ser leída mucho antes si se coloca en una incubadora a 40 °C o debajo de una lámpara incandescente o de una fluorescencia intensa.

9. El número de huevos multiplicado por 24 nos dará el número de huevos por gramo de heces. Esto es debido a que la capacidad del orificio donde se midió el volumen de heces, es equivalente a 41,7 mg. 45

Recomendaciones adicionales para la lectura:

1-Las láminas en el caso de huevos de Trichuris trichiura pueden ser leídas inmediatamente después de haberse montado.

2-En el caso de Ascaris lumbricoides la lectura puede efectuarse en cualquier momento.

3- Los huevos de Ancylostomidios (Necátor americanus y Ancylostoma duodenale) no son visibles hasta después de 30 minutos como mínimo y deben leerse antes de las 6 horas de montada la lámina.

4-Los huevos de Hymenolepis nana también deben leerse antes de las 6 horas de montada la lámina. 45

Preparación de la solución de glicerina-verde malaquita se prepara de la siguiente forma:

100 ml de agua destilada.

100 ml de glicerina.

1 ml de verde malaquita al 3 % (azul de metileno al 3 % en su defecto). 44

Materiales empleados para la técnica de Kato-Katz: Mallas de 105 perforaciones por mm2, espátulas, acetatos humectable la solución de glicerina verde malaquita, y las plaquitas plásticas o de aluminio con los orificios de 6 mm de diámetro. 45

* Método de coprocultivo de Harada - Mori45

Es útil para diferenciar las larvas de *Necator americanus y Ancylostoma duodenale* entre sí, porque las características morfológicas de los huevos no permiten la diferenciación concluyente. El método consiste en obtener a partir de los huevos de *Ancylostomídeos* las larvas que podrían ser rabditoide o filariforme según el tiempo de evolución. Las características morfológicas de las larvas hacen posible su diferenciación. 45

Los cultivos deben mantenerse durante un mínimo de 8 días a temperatura de 24 a 29 °C para tener la seguridad de que todas las larvas tienen tiempo suficiente para llegar a la fase infectante. Si los cultivos se han conservado a temperaturas inferiores el examen debe demorarse dos o más días. 45

1- Se realiza una extensión fina (1 a 2 mm) de heces fecales en una cara del tercio medio de tiras de papel de filtro de 13 x 120 mm, el tamaño varía según el largo y ancho del tubo que se utilice

2- Colocar las tiras de papel de filtro en tubos cónicos de centrífuga o tubos de ensayo con rosca que contengan aproximadamente 3 ml de agua destilada sin que toquen las heces, se contacta la parte limpia del papel con las paredes del tubo.

3- Guardar el cultivo a temperatura ambiente (24 a 28 ºC) por 7 días, se debe revisar diariamente el nivel de agua y añadir esta delicadamente por la pared del tubo, siempre que sea necesario para mantener el nivel adecuado. 45

Obtención de larvas de los cultivos

1- Con una pipeta de Pasteur se extrae previamente agua del fondo del tubo y se vierte en un tubo de cónico de centrífuga.

2- Añadir agua destilada hasta cubrir totalmente la tira de papel de filtro.

3- Reposar 2 horas o más.

4- Retirar con una pinza el papel de filtro y desecharlo en un recipiente con desinfectante.

5- Pasar esta agua que contiene el tubo, a uno o más tubos de centrífuga adicionales.

6- Centrifugar y decantar. 45

Se debe examinar cada tubo por separado.

Examen de larvas:

1-Se coloca una o dos gotas de sedimento que contiene las larvas muertas sobre una lámina portaobjeto, colocar un cubreobjetos de tamaño adecuado.

2- La lámina se debe examinar con un aumento bajo de 100 x en el microscopio compuesto, con luz reducida y diafragma cerrado para poder observar las larvas refringentes, posteriormente pasar a mayor aumento para poder observar las características diferenciales de las larvas observadas.

3- Utilizar microscopio con escala ocular y previamente calibrado para determinar las características de las larvas. 45

Nota: Si se detectan larvas vivas en el sedimento, el fondo del tubo debe ser sumergido en agua caliente a 50 ºC a 60 ºC o añadir unos ml de ácido acético (20 ml de ácido acético glacial en 80 ml de agua destilada) a la suspensión, cuando se utiliza ácido acético hay que volver a concentrar las larvas por centrifugación. 45

* Método de Baermann45

Este método sirve especialmente para la concentración de larvas de helmintos y puede ser utilizado para concentrar otros parásitos como los trofozoitos de *Balantidium coli*. Se basa en las propiedades del higrotropismo y termo-tropismo positivo. Es decir, que las larvas de helmintos y trofozoitos de protozoos que tengan estas propiedades emigrarán hasta la parte inferior del embudo donde estará el agua a una temperatura más alta. 45

1-Colocar un embudo sobre el soporte, con las pinzas cerradas y sobre la parte ancha del embudo se pone la tela de alambre sobre la cual se colocarán algunas bandas de gasas. El tallo del embudo recibirá un trozo de caucho provisto de una pinza.

2- Colocar de 8 a 10 gramos de heces fecales sobre la gasa.

3- Llenar el embudo con agua, a temperatura de 37 a 39 ºC de manera que las heces queden en contacto con el agua a través de la gasa.

4- Reposar durante 1 hora, tiempo en el cual las larvas que se encuentran en las heces pasaran al agua tibia, para acumularse en el tubo de hule.

5- Pasado éste tiempo, abrir las pinzas y recoger el agua en el vaso o en los tubos para ser precipitado.

6- Centrifugar 1 minuto a 1500 rpm.

7- Aspirar el sedimento con una pipeta de Pasteur.

8- Se coloca una gota del sedimento en una lámina portaobjetos, agregar una gota de solución lugol y cubrir la preparación con un cubreobjetos.

9- Observar al microscopio con objetivo 10 x, pasar a 40 x para detallar las estructuras. 45

* Método de Graham45

Este método debe su nombre a Graham quien introduce la cinta adhesiva de celofán para el diagnóstico de Enterobius vermicularis. Comúnmente se observan los huevos del parásito, pero en ocasiones pueden observarse hembras grávidas de Enterobius con el útero repleto de huevos. 45

1- Se le orienta al paciente que previamente a la toma de la muestra no debe lavarse ni defecar, para evitar el arrastre mecánico de los huevos de Enterobius vermicularis.

2- Se coloca una cinta adhesiva transparente en uno de los extremos de un depresor con la parte adherente, se debe sujetar hacia fuera, de manera fuerte entre el pulgar y el índice

3- Se debe inclinar al paciente de forma que quede expuesta la región anal, se presiona la cinta adhesiva contra dicha región, hacia la izquierda y derecha, se debe tener cuidado de cubrir toda el área entre la porción seca y húmeda.

4- Pegar la cinta sobre el portaobjeto, e identificar la lámina con los datos del paciente.

5- Observar al microscopio con lente ocular 10 X. 45

Reporte o informe de resultados en el coproanálisis o coprológico44

También, es de suma importancia realizar un informe de resultados detallado donde se evidencie de forma clara el resultado del diagnóstico o se oriente al médico tratante sobre el posible diagnóstico y contribuir así a dilucidar la etiología de la patología que el médico sospecha en el paciente 44

El reporte o informe de resultados del coproanálisis o coprológico deberá incluir los datos básicos del paciente, el (los) método (s) utilizado (s) para el diagnóstico, el número de muestras analizadas (idealmente tres), el nombre del responsable de la ejecución de la técnica de diagnóstico, los resultados del análisis macroscópico que incluirá las características organolépticas y del análisis microscópico que incluirán el género y especie del parásito observado y su estadio evolutivo, así como las observaciones microscópicas adicionales que estén presentes en la muestra . 44

En la observación microscópica se incluirá: 44

* Presencia de leucocitos. Teniendo en cuenta de ser reportada la presencia por campo microscópico
* Presencia de eritrocitos. Teniendo en cuenta de ser reportada la presencia por campo microscópico
* Presencia de levaduras. Teniendo en cuenta de ser reportadas como escasas, moderadas o abundantes
* Presencia de fibras musculares no digeridas. Teniendo en cuenta de ser reportadas como escasas, moderadas o abundantes
* Presencia de parénquima de células vegetales. Teniendo en cuenta de ser reportadas cuando están en cantidad considerable y deberán ser reportadas como moderadas o abundantes.
* Presencia de Cristales de Charcot Leyden. Teniendo en cuenta de ser reportadas como escasas, moderadas o abundantes44

Resultados negativos: Cuando no se observan formas parasitarias en la muestra se informará: “No se observan parásitos intestinales en la muestra analizada” 44

Resultados positivos:

Cuando se observan formas parasitarias de helmintos se debe informar siempre el estadio evolutivo (huevos, larvas, parasito adulto) junto con el género o la especie del parásito, Se recomienda informar: “Positivo para “estadio evolutivo del parásito seguido del género y especie” sin abreviaturas y según el código internacional de nomenclatura Zoológica. 44

Cuando se requiera realizar conteo de huevos de helmintos la técnica recomendada es el Kato Katz debido a su capacidad para identificar este tipo de huevos y la necesidad mínima de suministros y equipo para llevarla a cabo. 44

**1.4. La calidad del diagnóstico para prevenir y detectar el parasitismo intestinal.**

Las parasitosis intestinales representan problemas sociales y de salud de gran magnitud en Cuba y en el mundo. Los enteroparásitos puede provocar manifestaciones clínicas importantes, su presencia también pueden agravar otros procesos mórbidos, aumentar la mortalidad, producir secuelas orgánicas, limitaciones funcionales y están fuertemente vinculados a desigualdades de condiciones económicas y sociales .45, 46

En la 54 Asamblea General de la Organización Mundial de La Salud (OMS), teniendo en cuenta las consecuencias de las helmintosis para el desarrollo pleno de las presentes y futuras generaciones, aprobó una resolución que promueve que estas parasitosis sean consideradas una prioridad de salud pública por parte de los gobiernos de los países endémicos y por parte de las instituciones del sistema de las Naciones Unidas y que, en consecuencia, insta al desarrollo de programas para el control de estas. 47

Desde entonces, varias estrategias para el control de las helmintosis han sido implementadas, y muchas veces descontinuadas, en varios países de Asia, África y América Latina. 47

El diagnóstico de los parásitos intestinales permite tomar conductas adecuadas con relación a tratamiento y prevención de dichas parasitosis. Sin embargo, para asegurar la calidad del diagnóstico coproparasitológico en un laboratorio clínico se deben tomar en cuenta un conjunto de medidas y procesos que permitan lograr la confiabilidad de los resultados obtenidos. El trabajo en el laboratorio clínico, como cualquier tipo de labor, es realizado por seres humanos que no están exentos de cometer equivocaciones, pero, las mismas pueden ser minimizadas, si se mantienen eficientes actitudes éticas, profesionales y de procedimientos. 45

El control de la calidad, actualmente forma parte del proceso conocido como Garantía Total de la Calidad o Gestión de la Calidad. Es un procedimiento útil en el laboratorio, puesto que ayuda en la confiabilidad de las pruebas, su reproducibilidad, asegura la calidad de los materiales, reactivos y equipos empleados, mejora la auto confianza del personal, detecta fallas que pueden reflejarse en el informe de resultados y en general provee un entorno de excelencia en todos los aspectos del trabajo 45

Las parasitosis intestinales constituyen un problema de salud importante que requieren de diagnóstico adecuado, el cual comprende, desde la recolección satisfactoria de la muestra, aplicación de los métodos de diagnóstico idóneos, la observación por un personal experto, concluyendo con el informe adecuado y oportuno de los resultados. El cumplimiento de estas etapas es importante para asegurar la calidad en el área de Parasitología. 47

En parasitología, a diferencia de otras ramas del diagnóstico, el control de calidad no ha tenido gran difusión. 47

El control de la calidad del diagnóstico parasitológico comenzó a sistematizarse en los países desarrollados a finales del siglo pasado y fueron Francia, Estados Unidos e Inglaterra los pioneros del mismo. 47

En Cuba, esta actividad se inició en la provincia de Camagüey, mediante un estudio que evaluó las condiciones materiales de los laboratorios y la calidad de la identificación parasitaria por diagnóstico coproparasitológico, experiencia que luego se extendió a otras regiones del país. 47

Nuevos retos se presentan a los responsables de velar por la calidad del diagnóstico coproparasitológico, Si bien se concretan avances en la identificación de los helmintos, aún se reportan errores diagnósticos, que alejan de la realidad a las estadísticas de los laboratorios. Sobre este en particular no existen estudios de alcance nacional, ni se encontraron reportes de otros países que avalen la calidad con que se procesa la muestra fecal para el diagnóstico de helmintos, no se tienen referencias sobre la calidad de identificación de especies, ni de la calidad del informe de resultados. 47



# Diseño Metodológico

**Tipo de investigación**

Investigación de desarrollo

**Aspectos generales del estudio**

Se realizó un estudio descriptivo y transversal para caracterizar la garantía de la calidad del diagnóstico de helmintos en muestras de heces fecales remitidas por los laboratorios participantes al rector del Centro Provincial de Higiene, Epidemiología y Microbiología de Villa Clara en el periodo comprendido de marzo del 2016 a marzo del 2019.

Se utilizó un muestreo discrecional de tipo intencional por criterios, quedando la muestra constituida por 2857 heces fecales, que cumplieron con los criterios de inclusión:

**Criterios de inclusión.**

Muestra enviada en medio de conservación con los datos de identificación requeridos.

Enviar al menos en una ocasión el 100% de las muestras de heces fecales con diagnóstico de helmintos y 5 muestras sin identificación de ellos.

A los efectos de este estudio, se consideraron laboratorios participantes (Anexo 1) los que cumplieron con los criterios de inclusión.

**Operacionalización de las variables: descripciones y escalas.**

*Variable.*

Años

Descripción.

Período de tiempo que media de enero a diciembre.

Escala

2016 (se consideraron los meses de marzo a diciembre),

2017

2018

2019 (se consideraron los meses de enero a marzo)

*Variable*

Laboratorios participantes incorporados al estudio de la garantía de la calidad.

Descripción

El que realizó al menos un envío en el periodo cumpliendo los criterios de inclusión.

Escala

Total de incorporado según los años definidos

*Variable*

Helmintos

Descripción

Especies a identificar en las muestras a analizar.

Escala

*Trichuris trichiura*

*Enterobius vermicularis*

*Ascaris lumbricoides*

*Necator / Ancylostoma*

*Strongyloides stercoralis*

*Taenia spp*

*Hymenolepis spp*

*Dipylidium caninum*

*Inermicapsifer madagascariensis*

Variable

Determinar las semejanzas y diferencias de los resultados obtenidos.

Descripción

Determinar los parámetros de comparación (Anexo 2)

Escala

Concordante

No concordante

* Positivo
* Negativo

Discrepantes

Poliparasitadas

**Métodos y procedimientos para la obtención de la información**

Métodos empíricos

*Revisión* *documental*. Se realizó la revisión bibliográfica y de los registros del laboratorio, de los cuales se extrajeron los resultados para dar respuestas a las variables seleccionadas, según la guía de observación. (Anexo 3)

*Métodos de diagnósticos parasitológicos.* Se utilizaron las marchas técnicas que se establecen para los diagnósticos de helmintos en muestras de heces fecales. (Anexo 4)

Métodos estadísticos

Los datos fueron recolectados en una base de datos confeccionada por el autor utilizando el programa Microsoft Office Excel 2010.

Los resultados fueron emitidos en valores absolutos y porcentuales, resumidos en tablas y gráficos, resumidos en tablas que posibilitaron su lectura e interpretación.

**Consideraciones éticas**

El estudio se realizó según lo establece la declaración de Helsinki, previa aprobación del Comité de Ética de la Institución. Este estudio no requirió del consentimiento informado y se mantuvo la confidencialidad de los resultados que fueron solo utilizados con fines científicos. (Anexo 5)



# Análisis de los Resultados

**Tabla 1 Laboratorios participantes en el control de calidad externo, según distribución temporal.**

|  |  |  |  |
| --- | --- | --- | --- |
| **Años** | **Laboratorios participante** | | |
| **Incorporados** | **Acumulados** | **%\***  **Acumulado** |
| mar-dic 2016 | 20 | 20 | 40.0 |
| 2017 | 4 | 24 | 48.0 |
| 2018 | 7 | 31 | 62.0 |
| ene-mar 2019 | 5 | 36 | 72.0 |

Fuente: Libro de registro del laboratorio rector \*Laboratorios de la red: 50

En el año 2016 (marzo -diciembre) sólo el 40.0 % (20/50) de los laboratorios estaban incorporados al control de la calidad, porcentaje que fue aumentando progresivamente con 48.0 % en el 2017, 62.0 % en el 2018 y 72.0 % enero- marzo del 2019. (Tabla 1)

**Tabla 2** **Resultados del control de la calidad externo del laboratorio rector.**

|  |  |  |
| --- | --- | --- |
| **Resultados** | **No** | **%** |
| Sin identificación de helmintos | 2769 | 96,9 |
| Con identificación de helmintos | 88 | 3,1 |
| * Monoparasitadas | 84 | 2,9 |
| * Poliparasitadas | 4 | 0,1 |
| Total | 2857 | 100 |

Fuente: Libros de registros del laboratorio rector

En la tabla 2 se exponen los principales resultados del control de calidad externo del diagnóstico de helmintos. En el 96,9% de las muestras no se identificaron helmintos y en las positivas predominaron las monoparasitadas (2,9%) y solo 4 resultaron poliparasitadas.

**Tabla 3 Frecuencia de helmintos identificados por el laboratorio rector.**

|  |  |  |
| --- | --- | --- |
| **Helmintos identificados** | **Nº \*** | **%** |
| *Enterobius vermicularis* | 32 | 34.4 |
| *Ascaris lumbricoides* | 27 | 29.0 |
| *Ancylostomídeos spp* | 18 | 19.4 |
| *Strongyloides stercoralis* | 5 | 5.4 |
| *Taenia spp.* | 5 | 5.4 |
| *Trichuris trichiura* | 5 | 5.4 |
| *Inermicapsifer madagascariensis* | 1 | 1.1 |
| Total | 93 | 100 |

Fuente: Libros de registros del laboratorio rector

\*Incluye 4 muestras poliparasitadas

De un total de 93 helmintos identificados estuvieron presentes con mayor frecuencia *Enterobius vermicularis* 34,40 % (32/93), *Ascaris lumbricoides* 29,00 % (27/93)y *Ancylostomídeos spp.* 19,00 % (18/93). En porcentajes inferiores fueron identificados: *Strongyloides stercoralis, Taenia spp., Trichuris trichiura con un 5,40 %*  e *Inermicapsifer madagascariensis con 1,10 %.* No se diagnosticaron *Hymenolepis spp* ni *Dipylidium caninum.* Con respecto al poliparasitismo diagnosticado por el laboratorio rector: *Trichuris trichiura* estuvo presente en los 4 perfiles de poliparasitismo identificados, asociado en diadas a *Enterobius vermicularis en una ocasión* y Ancylostomídeos spp en dos ocasiones y en *triada a Ascaris lumbricoides*  y *Enterobius vermicularis.*

**Tabla 4 Resultados del control de calidad externo en el diagnóstico de helmintos.**

|  |  |  |
| --- | --- | --- |
| **Categorías** | **Resultados** | |
| **Nº** | **%** |
| Concordantes | 2817 | 98.6 |
| * Sin identificación de helmintos. | 2769 | 96,9 |
| * Con identificación de helmintos | 48 | 1,6 |
| No concordantes | 29 | 1,0 |
| * Negativos | 20 | 0,7 |
| * Positivos | 9 | 0,3 |
| Discrepantes | 7 | 0,2 |
| Poliparasitadas | 4 | 0,1 |

Fuente: Libros de registros del laboratorio rector. Muestras recibidas: 2857

El 98.6 % de los resultados fueron concordantes con el 96,9% sin helmintos y el 1,6% con ellos. El 3,4 % restante lo fueron para las otras categorías; no concordantes: 1,0% (20), discrepantes: 0,2% (7) y poliparasitismo: 0,1%.(4) (Tabla 4)

**Tabla 5 Helmintos identificados en muestras no concordantes.**

|  |  |  |  |  |
| --- | --- | --- | --- | --- |
| **Helmintos** | **No concordantes\*** | | | |
| **negativos** | | **positivos** | |
| **No** | **%** | **No** | **%** |
| *Enterobius vermicularis* | 11 | 37,9 | 2 | 6,9 |
| *Ascaris lumbricoides* | 5 | 17,2 | 2 | 6,9 |
| *Necator / Ancylostoma* | 3 | 10,3 | 1 | 3,4 |
| *Trichuris trichiura* | 1 | 3,4 | 1 | 3,4 |
| *Strongyloides stercoralis* | 0 | 0,0 | 2 | 6,9 |
| *I. madagascariensis* | 0 | 0,0 | 1 | 3,4 |
| Total | 20 | 69,0 | 9 | 31,0 |

Fuente: Libros de registros del laboratorio rector

\* No concordantes Nº: 29

En 29 muestras se detectaron resultados no concordantes, de ellos el 69,0 % (20) se correspondió a negativos; diagnosticadas solo por el laboratorio rector, y el 31,0 %(9) a positivos, no confirmados por la institución rectora. (Tabla 5)

En las muestras no concordante negativa fueron identificados como predominantes: *Enterobius vermicularis* (37,9%)*, Ascaris lumbricoides* (17,2%) *y Necator / Ancylostoma.* (10,3%).

En las no concordante positiva se identificaron como predominantes: *Enterobius vermicularis, Ascaris lumbricoides y Strongyloides stercoralis.*

**Tabla 6 Helmintos identificados en muestras discrepantes**

|  |  |  |
| --- | --- | --- |
| **Discrepancias \*** | **No** | **%** |
| *Necator / Ancylostoma / Strongyloides stercoralis* | 2 | 28,5 |
| *Hymenolepis spp. / Ascaris lumbricoides* | 1 | 14,3 |
| *Hymenolepis spp. / Taenia spp.* | 1 | 14,3 |
| *Dipylidium caninum / Inermicapsifer madagascariensis* | 1 | 14,3 |
| *Trichuris trichiura / Trichuris trichiura y Necator / Ancylostoma* | 1 | 14,3 |
| *Ascaris lumbricoides / Enterobius vermicularis* | 1 | 14,3 |
| Total | 7 | 100 |

Fuente: Libro de registro del laboratorio rector

\*laboratorios participantes / laboratorio rector

Se detectaron resultados discrepantes en siete muestras. Predominaron los cambios de género y especie, solo en una muestra el diagnóstico fue incompleto. Los helmintos involucrados en estas discrepancias se muestran en la (Tabla 6)



# Discusión de los resultados

La necesidad de diagnosticar y tratar adecuadamente las enfermedades parasitarias ha hecho imprescindible la presencia laboratorios en las aéreas de salud, hospitales, Centros Municipales y Provinciales de Higiene y Epidemiología y Microbiología. Cada vez es más ineludible la necesidad de acreditar su competencia, lo que lleva consigo la validación y el control de todos los procesos diagnósticos allí desarrollados, así como la cualificación del personal que forma parte de dichos servicios.

Una de las herramientas con que se cuenta en los laboratorios para llevar a cabo estos objetivos es el control de calidad interno y externo. El primero va destinado fundamentalmente a la detección de errores aleatorios o sistemáticos en los procederes cotidianos. En el control de calidad externo las muestras o productos a caracterizar, medir o comparar proceden de otros laboratorios o son enviados a un laboratorio de referencia, y se usan para ejercicios de interoperación entre los laboratorios, lo que permite detectar esencialmente errores aleatorios o evidenciar que determinados reactivos o equipos diagnósticos no son adecuados para el fin para el que han sido comercializados. Además, los programas de control externo brindan una excelente oportunidad para actividades de formación continuada del personal que faciliten establecer medidas correctoras por parte del propio laboratorio. 45

Un aspecto fundamental de la política de salud de Cuba es el incremento de la calidad en los servicios de diagnóstico y se incluye en un propósito más general, encaminado a mejorar la calidad en la totalidad de los servicios médicos que se brindan a la población. Para lograr este propósito se hace necesario consolidar las acciones de higiene, epidemiología y microbiología incluido el fortalecimiento de las acciones de vigilancia en salud.

Para el diagnóstico correcto de las enfermedades parasitarias intestinales resulta útil al médico de asistencia, entre otros aspectos, sospechar clínicamente la infección, enmarcarla epidemiológicamente, y mantenerse actualizado sobre la utilidad de los hallazgos diagnósticos y las respuestas terapéuticas. En esta secuencia de acciones tiene gran valor la calidad del examen parasitológico del material fecal ya que permite identificar el agente causal y apoyar el sistema de vigilancia epidemiológica.46 Sin embargo el control de la calidad de del diagnóstico de las parasitosis intestinales no está tan difundido como en otras ramas del diagnóstico del laboratorio clínico y microbiológico y solo ha sido incorporado en los últimos años.

En la presente investigación realizada en los años 2016 a 2019 se encontró un incremento progresivo en el número de laboratorios incorporados al control de la calidad, se logró alcanzar la incorporación del 72,00 % de los laboratorios en el 2019 en relación al 40,00 % en el 2016 cuando se inició el estudio, pero a pesar de este incremento queda un porcentaje importante de laboratorios no incorporados, en los que no se conoce la calidad del diagnóstico que emiten.

En Cuba existen escasos reportes publicados acerca del control de la calidad en el diagnóstico de enteropatógenos y no existe un método de control de la calidad estandarizado, lo que limita establecer comparaciones.

El control de la calidad de helmintos estableció el envío mensual del 100% de las muestras de heces fecales positivas y 5 muestras negativas. En esta investigación solo el 3,1 % de las muestras procesadas resultaron positivas. Estos resultados llevan a inferir baja frecuencias de diagnóstico de helmintos en los laboratorios de Villa Clara.

En un estudio de evaluación del programa de control de calidad del diagnóstico coproparasitológico en los laboratorios clínicos de Arroyo Naranjo en Ciudad de la Habana entre 1994 y 2000 se encontró una positividad a helmintos de un 2%, resultado que coincide con los del presente estudio.48

Un estudio de control de la calidad del diagnóstico de las parasitosis intestinales, realizado en 15 policlínicos de la provincia de La Habana, en el período comprendido entre marzo de 2011 a mayo de 2012, se reporta una positividad de 17,8 %. Resultado que no coincide con esta investigación, aunque abarca protozoarios y helmintos.8

En la segunda encuesta nacional de infecciones parasitarias intestinales realizada en el 2009 en Cuba, se determina los índices de prevalencia de las parasitosis intestinales y fueron identificados helmintos en el 5,76% de las muestras estudiadas. Resultado que se acerca a los alcanzados en el presente estudio.3

Una investigación de parásitos intestinales en hospitales públicos, ambulatorios urbanos e Instituto de educación especial en el occidente Venezolano, realiza control de la calidad a un total de 3559 muestras de heces fecales e informa un 32,48 % de positividad con predominio de los protozoos y helmintos en porcentajes más bajos en hospitales públicos, ambulatorios urbanos, mientras que en el Instituto de educación especial los helmintos fueron más frecuentes.49

Fillot en un estudio prevalencia de parásitos intestinales en niños del Área Metropolitana de Barranquilla, Colombia reporta frecuencia de helmintos en la población estudiada en forma general de un 9,2 %, con frecuencias variables según las localidades estudiadas: Playa 19,2 %, Distrito de Barranquilla 4,6 % y en Galapa 5,7 %.50 Zurita Céspedes reporta la presencia de helmintos en 3,41% 51 .Solano-Barquero en Costa Rica un 8,5%.52

Las parasitosis intestinales representan problemas sociales y de salud de gran magnitud en el mundo, sobre todo en países en vías de desarrollo. Pueden provocar manifestaciones clínicas importantes, agravar otros procesos mórbidos o aumentar la mortalidad de determinadas poblaciones; además, están relacionadas con factores epidemiológicos, ecológicos y culturales; vinculados a desigualdades económicas y sociales.

Varios estudios reportan cifras altas de incidencias y prevalencias de parasitismo intestinal con predominio de los protozoarios y la presencia de helmintos en porcentajes inferiores.3, 8, 49, 50, 51, 52.

Es criterio del autor que quizás la baja frecuencias de diagnóstico de helmintos en los laboratorios de Villa Clara esté determinada por la mejora de los servicios de salud, el aumento del nivel educacional, el *e*nvejecimiento poblacional y el aumento de la población residente en áreas urbanas, aunque se requieren estudios más profundos que superen el sesgo que supone esta investigación en la que el número de muestras analizadas en el control de la calidad no es representativo de la población de la provincia.

Los nemátodos y cestodos son los helmintos más prevalentes reportados en la literatura, pero la frecuencia de los distintos géneros y especies, varia de una región a otra. 10

En trabajo publicado donde se analizaron los errores en la identificación de parásitos intestinales en muestras fecales procedentes de 11 laboratorios de la provincia de Camagüey, se muestra que la especie más diagnosticada fue *Enterobius vermicularis*, informada en 21 exámenes parasitológicos, lo que constituye el 32,81 % del total, lo que coincide con nuestros resultados. Le siguió en orden de frecuencia *Trichuris trichiura*, informado en 18 exámenes (28, 12 %) a diferencia del nuestro en el que solo tuvo un 5,40% de frecuencia. 53

En la segunda encuesta nacional de parasitismo intestinal realizada en el 2009 en Cuba, *Enterobius vermicularis y Ascaris lumbricoides* fueron los helmintos más frecuentemente identificados, resultado que coincide con el presente estudio.3

*Ascaris lumbricoides, Trichuris trichiura y Enterobius vermicularis* resultaron los helmintos más diagnosticados en un estudio de control de la calidad del diagnóstico de las parasitosis intestinales, realizado en 15 policlínicos de la provincia de La Habana.8

Perovani Argüellesen un estudio de caracterización clínico epidemiológica del parasitismo intestinal en pacientes jóvenes en Matanzas reporta del total de parásitos diagnosticados a *Enterobius vermicularis* en un 28,57 % como el helminto más frecuente y la presencia de *Ascaris lumbricoides, Strongyloides stercoralis y Necator americanus en 1.79 %.*54

Zonta María y colaboradores en un estudio de las parasitosis intestinales en poblaciones infantiles de Argentina refieren que *Enterobius vermicularis* fue el helminto más frecuentemente encontrado en todas las provincias; seguido de *Ancylostomídeos spp* 55

Los helmintos de mayor prevalencia encontrados por Fillot fueron *Ascaris lumbricoides* y *Trichuris trichiura* seguidos de *Enterobius vermicularis* y *Hymenolepis nana.* 50 Hellman en Parará reporta del total de helmintos a *Ascaris lumbricoides (43 %), Trichuris trichiura (31%) y Strongyloides stercoralis (26 %).*56 Zurita Céspedes informa *d*el total de los parásitos encontrados a *Hymenolepis nana (2 %), Strongyloides stercoralis 0,87%), uncinarias (0,27), Ascaris lumbricoides 0,16 %, Enterobius vermicularis (0,05%) y Taenias spp. (0,05%)* 51. En Ecuador*,* Durán-Pincay reporta *a Ascaris lumbricoides* (1,14%) y *Enterobius vermicularis* (0,57%) como únicos helmintos diagnosticados. 57

Los helmintos diagnosticados en la presente investigación con mayor frecuencia fueron: *Enterobius vermicularis, Ascaris lumbricoides y Ancylostomídeos spp.* Que estuvieron presentes en la mayoría de las muestras positivas. *Strongyloides stercoralis, Taenia spp., Trichuris trichiura*  e *Inermicapsifer madagascariensis* sólo fueron diagnosticados en porcentajes bajos. Resulta sensato señalar que estos diagnósticos corresponden a control de calidad de los laboratorios, lo que dificulta establecer comparaciones con los datos publicados en los estudios de prevalencia referidos con anterioridad. Los hallazgos de la presente casuística corroboran, al igual que los resultados obtenidos en la II Encuesta de Prevalencia de Parasitismo Intestinal en Cuba, que en el contexto cubano es frecuente la infección por estas especies parasitarias. 3

Múltiples factores condicionantes favorecen el contacto entre las especies parasitarias y los individuos; entre éstos se encuentran la falta de saneamiento ambiental básico por la indebida disposición de excretas y basuras, falta de agua potable y los hábitos higiénicos deficientes en el manejo de alimentos; para los parásitos cuya vía de transmisión es la fecal-oral. Por otro lado, existen algunas parasitosis en donde las costumbres y hábitos, como la falta de uso de calzado y el contacto frecuente con la tierra a través del trabajo y juego son importantes vías para la transmisión, la puerta de entrada al organismo humano es la piel. 10, 11, 12.

En el control de la calidad fueron detectadas cuatro muestras poliparasitadas, tres de ellas con dos helmintos y una con tres. *Trichuris trichiura* estuvo presente en los 4 perfiles de poliparasitismo identificados, asociado en diadas a *Enterobius vermicularis y Ancylostomídeos spp*. y en triada a *Ascaris lumbricoides y Enterobius vermicularis.*

El poliparasitismo es un tema recurrente en los trabajos revisados, muchos autores señalan alto por ciento de asociaciones, pero no resultan útiles para comparar con el presente trabajo pues todos incluyen protozoarios además de los helmintos.

Zonta y colaboradores en una investigación sobre las parasitosis intestinales en niños en Buenos Aires, Argentina determinaron presencia de asociaciones de parásitos en gran número de las muestras estudiadas. Donde en las regiones urbanas resultaron las afectadas. 55

Estudio de las parasitosis intestinales en poblaciones infantiles de Argentina reporta que entre los helmintos, se observa la asociación entre la presencia de *A. lumbricoides y T. trichiura* en Buenos Aires, así como de *Strongyloides stercoralis y Ascaris lumbricoides, y Strongyloides stercoralis y Ancylostomídeos ssp* en Misiones. 55

En un estudio realizado en Colombia sobre los perfiles de poliparasitismo intestinal en una comunidad de la Amazonia, la prevalencia de poliparasitismo, fue de 84 %, Los perfiles del poliparasitismo, presentados como díadas y tríadas, estuvieron conformados principalmente por las combinaciones de *Ascaris lumbricoides*, *Trichuris trichiura,* *Blastocystis* spp., *Ancylostomídeos* y el complejo *Entamoeba*. 58

Durán-Pincay en Ecuador reporta prevalencia general de parasitados de 45,30% predominando los monoparasitados sobre los poliparasitados (91,82% / 8,18%). 57

En una investigación sobre parásitos intestinales (protozoarios y helmintos) en niños de dos comunidades colombianas los casos de infección mixta representaron solo el 2,3 %. 59

No se encuentra en la literatura revisada posible explicación de la presencia de *Trichuris trichiura* en los 4 perfiles de poliparasitismo identificados.

Las implicaciones prácticas del establecimiento de los perfiles más relevantes de concurrencia de parásitos intestinales patógenos incluyen, en primer lugar, el conocimiento de la dinámica de las infestaciones concomitantes con cada grupo de parásitos, lo cual permitiría entender las interacciones de un parásito con otro, así como con el medio ambiente, y desvelar las causas comunes con la presencia de ciertos grupos de parásitos; además, se podrían determinar los perfiles de mayor importancia en salud pública para entender mejor la ecología real de las infestaciones y planear las intervenciones más idóneas.

El diagnóstico parasitológico en los laboratorios se hace meramente por la interacción directa entre el técnico, la muestra, el uso de reactivos y el microscopio sin que medien equipos automatizados, por lo que depende en gran medida de la pericia y preparación del técnico que realiza el proceder, por lo que la vigilancia de la calidad debe ser una preocupación constante.

En esta investigación la mayoría de los resultados fueron concordantes alcanzando el 98.74 %. Los resultados no concordantes estuvieron presentes en porcentajes bajos, a pesar de esto, resulta necesario continuar perfeccionando el diagnóstico de helmintos en la provincia y lograr la incorporación de todos los laboratorios de la red al control de la calidad externo de forma sistemática.

En una publicación sobre la calidad del diagnóstico coproparasitológico en 77 laboratorios de la red de salud pública en Ciudad de La Habana, lograron un 70% de concordancia aunque utilizaron paneles de muestras positivas y negativas para medir la calidad. 60

Laird Pérez y colaboradores en un estudio de Control de la calidad del diagnóstico coproparasitológico de helmintos intestinales en la provincia Las Tunas refieren que las principales deficiencias se presentaron en la identificación de las especies (72,7% de los laboratorios evaluados de regular) 47

En un estudio realizado en 15 policlínicos de La Habana en los años 2011 y 2012, donde se evaluó la calidad del diagnóstico parasitológico, solo en un policlínico tuvo calidad satisfactoria en el diagnóstico. 8

En trabajo publicado sobre control de calidad en la ciudad de Bolívar, Venezuela reportan que todos los laboratorios tuvieron errores en el diagnóstico donde predominaron errores en la identificación (diagnóstico incompleto y sobrediagnóstico)  61

Castro y colaboradores en un estudio de control de calidad del diagnóstico coproparasitológico en centros de salud de Lima y Callao, refieren que los principales errores fueron: sobre diagnóstico 26.8%, diagnóstico incompleto 21.8%. 62

*Enterobius vermicularis* resultó el helminto más frecuentemente identificado en muestras no concordantes, tanto en no concordantes positivas como en las negativas.

Es útil aclarar que este helminto en particular resulta mejor diagnosticado con otras técnicas que no se usan en esta investigación (como es el método de Graham o raspado anal), y es conocido que las técnicas coproparasitológicas habituales solo pueden detectar hasta 5 % de las infecciones por este nematodo. 3

Es opinión de la autora que los errores diagnósticos en *Enterobius vermicularis* sobre todo en las muestras no concordantes negativas se deben quizás a dificultades de la fase analítica con la aplicación de técnicas y métodos en el diagnóstico coproparasitológico, la calidad de los reactivos usados que se preparan individualmente en cada laboratorio, o falta de entrenamiento de los observadores en los huevos de este helminto.

Una investigación sobre control de la calidad del diagnóstico coproparasitológico en Ciudad de La Habana, Cuba   el helminto mejor identificado fue *Trichuris trichiura*, y los mayores equívocos fue en *Taenia spp*., donde el 66,2% de los centros no consiguieron su identificación. 60

Otro estudio de control de la calidad realizados en La Habana mostraron que las principales fallas en el diagnóstico de las especies parasitarias ocurrieron con *Ascaris lumbricoides* con 100%. Donde menos errores de diagnóstico hubo fue con *Enterobius vermicularis* (20 %) resultados que difieren con los nuestros. 8

En investigación realizada en Venezuela donde se evalúa a siete laboratorios que realizan diagnóstico parasitológico en heces fecales, refieren que *Trichuris trichiura* (100%) y *Taenia spp*. (78,5%) resultaron los helmintos con mayor dificultad en el diagnóstico. 61

Castro J y colaboradores en un estudio de control de calidad del diagnóstico coproparasitológico en centros de salud de Lima y Callao, Perú se observó que los helmintos que ofrecieron mayor dificultad en su identificación fueron: *Diphyllobotrium pacificum, Ascaris lumbricoides, Hymenolepis nana, Fasciola hepatica y Trichuris trichiura* 62

En ocasiones los cambios de especie en parasitología tienen importante repercusión clínica, sobre todo en helmintos que requieren tratamientos diferenciados. Como es el caso de *Strongyloides stercoralis* considerado el de mayor letalidad potencial para el hombre, capaz de persistir durante décadas gracias a procesos de autoinfección y puede llegar a complicaciones graves como es: la enfermedad diseminada que se asocia a la hiperinfección (en inmunodeprimidos y pacientes con VIH/SIDA) 12

En el presente estudio resultó este helminto el más asociado a muestras discrepantes (28,57%)

Otro resultado discrepante con repercusión importante fue el de *Hymenolepis spp. / Ascaris lumbricoides* (14,29%) ya que el tratamiento de los cestodos difiere con el de los nematodos. 63

Blanco en un estudio sobre control de calidad en la ciudad de Bolívar, Venezuela refirió cambios en el diagnóstico en el 40% de los casos. 61

Castro J y colaboradores en un estudio de control de calidad del diagnóstico coproparasitológico reportó cambios en el diagnóstico 51.26%. 62

Los laboratorios clínicos que realizan diagnóstico coproparasitológico deben establecer programas de control de calidad que garanticen la calidad del funcionamiento general del laboratorio en las distintas etapas del proceso de análisis. También, implementar programas de capacitación permanente del personal a través de la actualización de nuevas metodologías para el diagnóstico coproparasitológico, con la finalidad de mejorar la calidad de su diagnóstico y que sirvan de soporte a campañas de lucha contra parásitos intestinales.



# Conclusiones

Se logró un incremento progresivo de la incorporación de laboratorios participantes, alcanzándose las dos terceras partes de los previstos. Se consideró que los laboratorios participantes, tienen una garantía de la calidad alta, por el predominio casi absoluto de muestras concordantes. Se confirmó la baja presencia de helmintos intestinales en las muestras recibidas. Existen algunas dificultades en la identificación de huevos y/o larvas de helmintos intestinales.



# Recomendaciones:

* Lograr la incorporación del total de laboratorios de la red al programa de garantía de la calidad externa parasitológico.
* Incluir en la garantía de la calidad el diagnóstico de protozoarios.
* Realizar nuevas investigaciones en las que se logre evaluar el desempeño de los laboratorios participantes.
* Realizar cursos de readiestramiento al personal de los laboratorios participantes en los que se detecte dificultades diagnósticas.



# Referencias Bibliográficas

1. Pérez Martínez C, Rodriguez Toribio A, Ordóñez Álvarez LY, Corrales Aguilar V, Fleita Rodriguez A. Parasitismo intestinal en población de 1 a 10 años. Universidad Médica Pinareña. [revista en Internet]. 2018[citado 2020 jun 3]; 15 (1): [aprox. 8p.]. Disponible en: html http://galeno.pri.sld.cu/index.php/galeno/article/view/586/
2. OMS Helmintiasis trasmitidas por el suelo [Internet]. 2020 Abr [citado 2020 Mar 17] Disponible en: <https://www.who.int./es/news-room/fact-sheets/detail/soil-trasmitted-helminth-infection>
3. Rojas L, Núñez FA, Aguilar P H, Silva Ayçaguer L C, Álvarez D, Martínez R et al. Segunda encuesta nacional de infecciones parasitarias intestinales en Cuba, 2009. Rev Cubana Med Trop [Internet]. 2012 Abr [citado 2020 Mar 17]; 64(1): 15-21. Disponible en: <http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0375-07602012000100002&lng=es>.
4. Ferrer H. Encuesta nacional de morbilidad por parasitismo intestinal en Cuba. Rev Cubana Hig Epidemiol.1975; 13(2):118-9.
5. Sanjurjo E, Rodríguez M, Bravo JR, Finlay CM, Silva LC, Gálvez MD, et al. Encuesta Nacional de Parasitismo Intestinal. La Habana, Cuba: Ministerio de Salud Pública; 1984. p. 111.
6. Escobedo AA, Cañete R, Núñez FA. Intestinal protozoan and helminth infections in the Municipality San Juan y Martínez, Pinar del Río, Cuba. Trop Doct. [Internet]. 2007 Abr [citado 2020 jun 3]; 37(4):236-8. Disponible en: <https://journals.sagepub.com/doi/abs/10.1258/004947507782332991>
7. 7. Wordemann M, Polman K, Menocal Heredia LT, Junco Diaz R, Collado Madurga AM, Núñez Fernandez FA, et al. Prevalence and risk factors of intestinal parasites in Cuban children. Trop Med Int Health [Internet]. 2007 Abr [citado 2020 jun 3]; 11 (12):1813-20. Disponible en:
8. [Https://Doi.Org/10.1111/J.1365-3156.2006.01745.X](https://doi.org/10.1111/j.1365-3156.2006.01745.x  )
9. Fonte Galindo L, Domenech Cañete I, Moreira Perdomo Y. Geohelmintosis en Cuba: de las generalidades de un país a las particularidades de comunidades en riesgo. Rev Cubana Hig Epidemiol [Internet]. 2013 Dic [citado 2020 Jun 12]; 51(3): 239-241. Disponible en: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\_arttext&pid=S1561-30032013000300001&lng=es.
10. Menocal Heredia L T, Caraballo Sánchez Y I, Rosado García F M, Fundora Hernández H, Fundora Torres M T, Venero Fernández S J et al. Prevalencia de parasitismo y control de la calidad en el diagnóstico de las parasitosis intestinales en 15 policlínicos de La Habana. Rev Cubana Hig Epidemiol  [Internet]. 2013  Dic [citado  2020  Mar  17];  51(3): 278-288. Disponible en: <http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1561-30032013000300006&lng=es>.
11. Murray PR, Rosenthal KS, Pfaller MA. Nematodes. En: Murray PR, et al. Medical Microbiology. 7. a ed. Philadelphia:Elsevier Mosby: 2013.
12. D. Despommier D, O. Griffin D, W.Gwadz R, J. Hotez P, A. Knirsch C Enfermedades Parasitarias Impreso por Sentinel Printing, 250 North Highway 10, St. Cloud, MN 65302
13. Llop Hernández A, Valdés-Dapena Vivanco M M, Zuazo Silva J L, Microbiología y Parasitología Médicas La Habana: Editorial Ciencias Médicas, 2001
14. Vázquez LS, Cenzual AG, Merino FFJ. Epidemiologia de las hemintiasis en una zona del sur de Madrid [en linea]. Elsevier España, 2012. [citado 2020 jun 3]. Disponible en: <http://www.revclinesp.es/es/pdf/S0014256512003955/S300/>
15. Yang C. *Enterobius vermicularis* parasite [en linea]. Stanford University, 2007. [Consultado en Abril de 2016]. Disponible en: https://web.stanford.edu/class/humbio103/ParaSites2006/Enterobius/Enterobius%20vermicularis.htm
16. Rodríguez Soto JC, Contreras Quiñones M. Factores sociales e incidencia de Enterobius vermicularis en instituciones educativas de nivel inicial del distrito de Cascas In Crescendo. Institucional; [Internet]. 2015 Dic [citado 2020 jun 3]; 6(1): 21-32. Disponible en: <http://revistas.uladech.edu.pe/index.php/increscendo/article/view/816>
17. Elhadidy T, Elsayed Eldesoqy M, Elsayed Morsy N, Wagih Abdelwahab H, Tohlob M. Observación de Ascaris lumbricoides a través de una aguja de biopsia pleural. Un caso raro de ascariasis intrapleural Chest Medicine Department, Mansoura University, Mansoura, Egipto [Internet]. 2015 Dic [citado 2020 jun 3]; 53(3): 171-172 https://www.archbronconeumol.org/es-observacion-ascaris-lumbricoides-traves-una-articulo-S0300289616302514
18. Guevara Almeida Y, Junco Bonet M D, Salgado Lezcano A. Obstrucción intestinal por Áscaris lumbricoides. AMC [Internet]. 2019 Ago [citado 2020 Mar 17]; 23(4): 508-514. Disponible en: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci\_arttext&pid=S1025-02552019000400508&lng=es. Epub 01-Ago-2019.
19. Barroso de la Cruz E S, Bello Núñez M. Cólico renoureteral producido por gusano redondo (Ascaris lumbricoides). Rev Cubana Med Gen Integr  [Internet]. 2007  Dic [citado  2020  Feb  11];  23(4). Disponible en: <http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0864-21252007000400014&lng=es>.
20. Garay N, Caballero R, Alvarez S, Meza E, Melgarejo M, Bellasai J. Ascaris Lumbricoides: complicaciones cardíacas y resolución quirúrgica de urgencia. Pediatr. (Asunción)  [Internet] 2019 Aug [cited 2019 Nov 08]; 46(2): 118-124. Available from: <http://scielo.iics.una.py/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1683-> 032019000200118&lng=en.
21. Chiappe A, Arteaga K, Resurrección C, Ñavincopa M , Ticona E. Obstrucción intestinal por *Ascaris lumbricoides* en un adulto mayor Rev Chilena Infectol[Internet]. 2016 Oct [cited 2019 Nov 08]; 33 (5): 572-575 Disponible en: http://scielo.conicyt.cl/scielo.php php?script=sci arttext&pid=s0716-10182016000500014 &lng.
22. Izurieta R., Reina-Ortiz M, Ochoa-Capello T. Trichuris trichiura. In: J.B. Rose and B. Jiménez-Cisneros, (eds) Global Water Pathogen Project. Michigan State University, E. Lansing, MI, UNESCO. 2018. http://www.waterpathogens.org/book/trichuris-trichiura
23. [Pinheiro](https://www.mdsaude.com/medicos-autores/#dr-pedro-pinheiro) P. Tricuriasis – Transmisión, Síntomas Y Tratamiento MD.Saúde [Internet]. 2019 [cited 2019 Jun 03]; 12(9): 145-240 Disponible en:<https://www.mdsaude.com/es/enfermedades-infecciosas/parasitosis/trichuriasis/>
24. Carlin Ronquillo A, Benites Puelles L, Pampa Espinoza L, Aguilar Sánchez V, Pinto Valdivia J L. Ancylostoma duodenale as a cause of upper gastrointestinal bleeding: a case report [Internet]. 2019 Dic[cited jun 3]; 23(6): 471-173 Disponible en: https://www.bjid.org.br/en-ancylostoma-duodenale-as-cause-upper-articulo-S1413867019304441
25. Ángel G Rafael, Raad A Jorge, Pérez C Jorge E, Marín Juan C, Hoyos Juan C. Uncinariasis: Hallazgo incidental durante CPRE. Rev Col Gastroenterol  [Internet]. 2005  Mar [cited  2020  July  31] ;  20( 1 ): 72-75. Available from: <http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0120-99572005000100011&lng=en>.
26. Calvopiña M, Flores J, Guaman I, Lara G, AbarcaJ, Anemia crónica grave por Ancylostoma duodenale en Ecuador. Diagnóstico por duodenoscopia Rev Chilena Infectol [Internet]. 2017; [cited jun 3]34 (5): 499-501 Disponible en: https://www.lifeder.com/necator-americanus/amp/
27. García Rodríguez G, Díaz Cambre H, Durán Beloso M, Arrojo Alonso F, Bouza Piñeiro P. Hiperinfestación por Strongyloides stercoralis en paciente con nefropatía lúpica inmunodeprimidaHospital Universitario Arquitecto Marcide, Ferrol, A Coruña, Sociedad Española de Nefrología España [Internet]. 2019[cited jun 3]39 (3): 329-330 Disponible en: <https://dianlet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=6915287>
28. Gómez Hinojosa P, García Encinasa C, Carlin Ronquilloa A, Chancafe-Morganb R P, Espinoza-Ríosa J.Confección por Strongyloides imitando enfermedad inflamatoria intestinal [Internet]. 2019[cited jun 3]  [85 (3):](http://www.revistagastroenterologiamexico.org/es-vol-85-num-3-sumario-S0375090620X00036) 366-368 Disponible en: <http://www.revistagastroenterologiamexico.org/es-infeccion-por-strongyloides-imitando-enfermedad-avance-S0375090619301181>
29. H. Minematsu, A. Hokama, T. Makishi, *et al*. Colonoscopic findings and pathologic characteristics of Strongyloides colitis: a case series. Digestion, 83 (2011), pp. 210-214 <http://dx.doi.org/10.1159/000321812>
30. Pocaterra L; Pérez G; Rojas E; Hernán A; Castro J; Goldstein C; Núñez, L. Larvas rabditoides de Strongyloides stercoralis en orina en paciente con riñón trasplantado y estrongiloidiasis diseminada Rev. méd. hered; [Internet]. 2016 27(1): 35-40, Disponible en: <https://pesquisa.bvsalud.org/portal/resource/pt/lil-786607?lang=es>
31. Beltrán F M, Muñoz M. E, Del Pozo M J, Del Pozo L F, Gutiérrez C S, Cárdenas P S. et al. Infección severa por Strongyloides stercoralis en líquido ascítico. Rev. gastroenterol. Perú [Internet]. 2018 Oct [citado 2020 Mar 08]; 38(4): 377-380. Disponible en: <http://www.scielo.org.pe/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1022-51292018000400011&lng=es>.
32. Ronda V E, Serrano J F, Briones Urtiaga ML. Infestación pulmonar por Strongyloides stercoralis Servicio de Neumología, Hospital Clínico Universitario, Valencia, España [Internet]. 2016 Oct [citado 2020 Mar 08]  [52(8 ):](https://www.archbronconeumol.org/en-vol-52-num-8-sumario-S1579212916X00043) 442-443 Disponible en: <https://www.archbronconeumol.org/es-linkresolver-infestacion-pulmonar-por-strongyloides-stercoralis-S0300289616000302>
33. Flores R. Larvas de Taenia Solium, peligro alimentario Rev Pediatr Aten Primaria. [Internet] 2017; [cited 2019 Nov 08]; 107(7): 377-380 Disponible en <https://elmedicointeractivo.com/larvas-de-taenia-solium-peligro-alimentario/>
34. Beltrán García S, Cemeli Cano M, Caballero Pérez V, García-Lechuz Moya JM. Taenia saginata en una adolescente. Rev Pediatr Aten Primaria. [Internet] 2017; 19:263-5. Disponible en <http://archivos.pap.es/FrontOffice/PAP/front/Articulos/Articulo/_IXus5l_LjPosfmJN333UsuiLGdjqGXjY>
35. López Caleya J F, Contreras S N, Martín Rodrigo L. Taenia saginata: descripción de un caso importado [Internet] 2015. 107(7): 440-441, Disponible en: https://medes.com/publication/101188
36. Briceño K. Hymenolepis Diminuta: Características y Ciclo de Vida. Rev Chilena Infectol [Internet]. 2016 Oct [cited 2019 Nov 08]; 34 (1): 234-240.Disponible en: https://www.lifeder.com/hymenolepis-diminuta/
37. Devera RA, Blanco YY, Vera Rivas N, Amaya Rodríguez ID, Requena Certad Id, et al. Infección por Hymenolepis nana en una comunidad indígena del estado Bolívar, Venezuela. Rev Cuba Med Tropical [Internet]. 2016 [citado 2020 Abr 6]; 68(1): [aprox. 0 p.]. Disponible en: <http://www.revmedtropical.sld.cu/index.php/medtropical/article/view/128>
38. Fundación bioquímica argentina. Subprograma parasitología. Comentario encuesta nº 71 y 72. [Internet]. 2009 [citado 2020 Abr 6] Disponible en: <Https://www.fba.org.ar/panel-gestion/informeresultado/pa/pa71.htm>
39. Pérez Chacón G, Pocaterra LA, Rojas E, Hernán A, Jiménez JC, Núñez L. Coinfection with *Hymenolepis nana*, *Hymenolepis diminuta*, *Giardia intestinalis*, and Human Immunodeficiency Virus: A Case Report with Complex Immunologic Interactions. *Am J Trop Med Hyg*. [Internet]. 2017; [citado 2020 Jun 04]; 96(5):1094‐1096. Disponible en: https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5417201/
40. Saini VK, Gupta S, Kasondra A, Rakesh RL, Latchumikanthan A. Diagnosis and therapeutic management of *Dipylidium caninum* in dogs: a case report. *J Parasit Dis*. [Internet]. 2016; [citado 2020 Jun 04]; 40(4):1426‐1428. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC5118332/>
41. Ayala Rodríguez I, Doménech Cañete I, Rodríguez Llanes M, Urquiaga Gardentey A. Parasitismo intestinal por Dipylidium caninum. Rev Cub Med Mil [Internet]. 2012 Jun [citado 2020 Jun 04]; 41(2): 191-194. Disponible en: <http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0138-65572012000200010&lng=es>.
42. Correa Blanco V, Sánchez Romero M, Morales del Castillo Gómez Y, Expósito Boué L, de la Torre Rosés I. Diagnóstico de Inermicapsifer madagascariensis en provincia Guantánamo. Rev Inf Cient [Internet]. 2015 [citado 2020 Mar 8]; 89(1): [aprox. 8 p.]. Disponible en: <http://www.revinfcientifica.sld.cu/index.php/ric/article/view/263>
43. Pérez Sánchez G, Redondo de la Fé G, Fong Rodríguez HG, Sacerio Cruz M, González Beltrán O. Prevalencia de parasitismo intestinal en escolares de 6-11 años. MEDISAN [Internet]. 2012 [citado 1 Abr 2014]; 16(4): [aprox. 4p]. Disponible en: <http://scielo.sld.cu/scieloOrg/php/articleXML.php?pid=S102930192012000400009&lang=es>
44. Correa Blanco V, Sánchez Romero MC, Morales del Castillo Gómez Y. Inermicapsifer madagascariensis: presentación de tres casos. Rev Inf Cient [Internet]. 2011 [citado 14 Abr 2014]; 71(3): [aprox. 6p]. Disponible en: http://www.gtm.sld.cu/sitios/cpicm/contenido/ric/textos /vol\_71\_No.3/sinermicapsifer\_ic.pdf
45. Vázquez Martínez J, Cedeño Borges M, Collazo Díaz M, Jiménez-Suárez M, Quintero-Hernández L, Barleta-Del-Castillo J. Folleto de protozoología y técnicas parasitológicas. Medisur [revista en Internet]. 2012 [citado 2020 Mar 15]; 10(2):[aprox. 11 p.]. Disponible en: <http://www.medisur.sld.cu/index.php/medisur/article/view/2019>
46. Programa Externo de Control de Calidad SEIMC. Análisis de resultados. 2016[citado 2020 Mar 15] Disponible en <https://www.seimc.org/controldecalidadseimc/index.php?mn_MP=71&mn_MS=0&mn_MN=1&expandable=0&mn_msgweb=&palabra_s=Parasitosis+intestinal>
47. Ramos M, Ramos D. Herramientas de la calidad Círculos de Control de Calidad (CCC) 2019 Abr [citado 2020 Mar 15] Disponible en <https://blogdelacalidad.com/circulos-de-control-de-calidad-ccc/>
48. Laird Pérez RM, Ávila Vázquez M, Menéndez Fernández R, Morales Parada I, Cosme Rojas Y. Control de la calidad del diagnóstico coproparasitológico de geohelmintos intestinales en la provincia Las Tunas. Rev. electron. Zoilo [Internet]. 2015 [citado 4 Jun 2020]; 38(8): [aprox. 0 p.]. Disponible en: <http://revzoilomarinello.sld.cu/index.php/zmv/article/view/481>
49. Ramírez E. Evaluación del programa de control de calidad del diagnóstico coproparasitológico en Ciudad de la Habana, Cuba, 1994–2000 Publicado en la Rev. Fac. Nac. Salud Pública 2002; [citado  2020  Jun  04] 20(1): 69-74 Disponible en: <https://www.redaly.org/articulo.oa?id=12020106>
50. Vielma J R. Contribución al estudio de los parásitos intestinales en hospitales públicos, ambulatorios urbanos e Instituto de educación especial en el occidente Venezolano. UCV June 2012[citado  2020  Jun  04] 45(7): 89-100 Disponible en: <https://www.researchgate.net/publication/272179361>
51. Fillot Margarita, Guzman Josefina, Cantillo Lucia, Gómez Lucila, Sánchez Majana Lucia, Acosta Belle Marie et al . Prevalencia de parásitos intestinales en niños del Área Metropolitana de Barranquilla, Colombia. Rev Cubana Med Trop  [Internet]. 2015  Dic [citado  2020  Jun  04] ;  67( 3 ). Disponible en: <http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0375-07602015000300002&lng=es>.
52. Zurita Céspedes B I, Moya Álvarez R R, Moya Álvarez K L, Tellez León T M, Torrico Rojas M C. Frecuencia de parásitos intestinales en exámenes coproparasitológicos directos procesados en el laboratorio de investigación médica, 2011-2015. Rev Cient Cienc Méd  [Internet]. 2018  [citado  2020  Jun  04];  21(2): 6-12. Disponible en: <http://www.scielo.org.bo/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1817-74332018000200002&lng=es>.
53. Solano Barquero M, Montero Salguero A, León Alán D, Santamaría Ulloa C, Mora A M., Reyes Lizano L. Prevalencia de parasitosis en niños de 1 a 7 años en condición de vulnerabilidad en la Región Central Sur de Costa Rica. Acta méd. costarric  [Internet]. 2018 June [cited 2020 June 04]; 60(2): 19-29. Available from: <http://www.scielo.sa.cr/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0001-60022018000200019&lng=en>.
54. Vázquez Drake C T., del Risco Barrios U. Incidencia de errores en la identificación microscópica de parásitos intestinales en unidades de salud de Camagüey. AMC  [Internet]. 2005  Jun [citado  2020  Jun  04];  9(3): 73-81. Disponible en: <http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1025-02552005000300008&lng=es>.
55. Perovani Argüelles A, Vega Jiménez J, Rodríguez Reyes S, Cabrera Hernández Y. Caracterización clínico epidemiológica del parasitismo intestinal en pacientes jóvenes. Rev Cub Med Mil [Internet]. 2017 Jun [citado 2018 Ene 12]; 46(2): 113-123. Disponible en: <http://scieloprueba.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0138-65572017000200003&lng=es>.
56. Zonta M L, Navone G T, Oyhenart E E. Parasitosis intestinales en niños de edad preescolar y escolar: situación actual en poblaciones urbanas, periurbanas y rurales en Brandsen, Buenos Aires, Argentina. Parasitol. latinoam.  [Internet]. 2007  Jun [citado  2020  Jun  04];  62(1-2): 54-60. Disponible en: https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci\_arttext&pid=S0717-77122007000100009&lng=es.  <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-77122007000100009>.
57. Hellman V, Arbo A. Prevalencia de Enteroparásitos en Niños de una Comunidad Ache de Alto Paraná. Rev. Inst. Med. Trop [Internet]. 2016 [citado  2020  Jun  04] 11(1)3-9 Disponible en: <http://www.studocu.com/es/document/universidad-pivada-san-juan-bautista/parasitologia/informe/1-prevalencia-de-enteroparasitos-en-ninos-de-una-comunidad-de-ache-parana/4290041/viw>
58. Durán Pincay Y. Rivero Rodríguez Z. Bracho Mora A. Prevalencia de parasitosis intestinales en niños del Cantón Paján, Ecuador Kasmera [Internet]. [citado  2020  Jun  04] 2019;47(1):44-49, Disponible en <https://produccioncientificaluz.org/index.php/kasmera/article/view/24676/html>
59. Fernández Niño J A, Astudillo García C, Segura L M, Gómez N, Skantria Salazar A, Hember Tabares J. et.al. Perfiles de poliparasitismo intestinal en una comunidad de la Amazonia colombiana Biomédica [Internet]. 2017; [citado  2020  Jun  04] 37:368-77. Disponible en: <http://dx.doi.org/10.4067/S0717-75182019000300239>
60. Pedraza B, Suarez H, De-la-Hoz I, Fragoso P. Prevalencia de parásitos intestinales en niños de 2-5 años en hogares comunitarios de Cartagena de Indias, Colombia. Rev. chil. nutr.  [Internet]. 2019  Jun [citado  2020  Jun  04];  46(3): 239-244. Disponible en: https://scielo.conicyt.cl/scielo.php?script=sci\_arttext&pid=S0717-75182019000300239&lng=es.
61. Núñez F A, Ginorio D E, Finlay C M. Control de la calidad del diagnóstico coproparasitológico en la provincia de Ciudad de La Habana, Cuba   Cad. Saúde Pública [Internet]. 1997 13( 1): Disponible en: https://doi.org/10.1590/S0102-311X1997000100016
62. Blanco Y, Hernández M, Monroy F, Amaya I, Romero M, Devera R. Control de calidad en el diagnóstico coproparasitológico en laboratorios clínicos públicos de ciudad bolívar, Venezuela. Saber [Internet]. 2013 Jun [citado 2020 Feb 10]; 25(2): 166-175. Disponible en: <http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1315-01622013000200006&lng=es>.
63. Castro,J ;Yovera J ; Núñez. Control De Calidad Del Diagnóstico Coproparasitológico En Centros De Salud De Lima Y Callao Revista Peruana de Epidemología [Internet]. 1995 Dic[citado 2020 Feb 10]; 8(2): Disponible en: <http://sisbib.unmsm.edu.pe/BVRevistas/epidemiologia/v08_n2/Control%20de%20Calidad%20.htm>
64. Aparicio Rodrigo M, Díaz Cirujano A I. Parasitosis intestinales entidades menos frecuentes Guía-ABE. Infecciones en Pediatría. Guía rápida para la selección del tratamiento antimicrobiano empírico [en línea] [actualizado el 17-mar-2013; [Internet]. 2013 [citado  2020  Jun  04] Disponible en: <http://www.guia-abe.es>



# Agradecimientos

Son muchas las personas que han formado parte de mi vida profesional en especial a mis compañeros de trabajo que fueron los que sacrificaron su tiempo y su paciencia para brindarme su ayuda de todo corazón les quedo eternamente agradecida .

También quiero agradecer de manera especial a mi tutor de Tesis Dra. Maidelys Mendoza Acostaporque a pesar de las dificultades que se le presentaron supo brindarme su apoyo y asesoría para la culminación de este trabajo.

Un agradecimiento especial a todos mis amigos y familiares los que con su granito de arena aportaron, quienes a pesar del poco tiempo de conocerme me ayudaron a la finalización de esta investigación.

A todas las personas que supieron ganarse mi cariño estando en los buenos y malos momentos de mi vida mis compañeros y amigos, les agradezco por regalarme sonrisas sinceras y buenos consejos.



# Anexos

**Anexo 1: Laboratorios clínicos y de Microbiología pertenecientes a hospitales, policlínicos, Centros Municipales de Higiene y Epidemiología y otras áreas que procesan heces fecales para el diagnóstico parasitológico en la provincia Villa Clara.**

|  |  |
| --- | --- |
| **Municipio** | **Laboratorios** |
| **Corralillo** | Pol. “Mártires 10 Abril” (Rancho. Veloz) |
| Pol. “Mártires 11 Abril.”( Corralillo) |
| **Quemado de Güines** | Pol. “Mártires 8 Abril.” |
|
| **Sagua la Grande** | Pol. “Mario A. Pérez” |
|
| Pol. “Idalberto Revuelta.” |
| Hosp. “Mártires 9 de Abril” |
|
| **Encrucijada** | Pol. “Abel Santamaría.” (Encrucijada) |
|
| Pol. “Gregorio Pedroso. “(Calabazar de Sagua) |
| **Camajuaní** | Pol. “Octavio de la Concepción. “(Camajuaní) |
|
| Pol. “Manuel Fajardo.” (Vueltas) |
|
| **Remedios** | Hosp. “ 26 de Diciembre.” |
| Pol. “XXX Aniversario.” ( Remedios) |
| Pol. “Camilo Cienfuegos.” ( Zulueta) |
| Pol. “Felino Rodríguez”.( Buena Vista) |
| **Caibarién** | Pol. “Leandro Figueroa.” Poli. I |
| Pol. “Pablo Agüero.” Poli. II |
| Laboratorio del CMHEM |
| **Placetas** | Hosp. “Daniel Codornie Pruna” |
| Pol. Norte. |
| Pol. Sur. |
|
| Pol. “Julio Pino Machado.” ( Báez) |
| Pol. “Falcón.” |
| **Cifuentes** | Pol. “Juan Bruno Zayas.” (Cifuentes) |
|
| Pol. Ana Betancourt. San Diego |
| **Santa Clara** | Hospital Militar “Piti Fajardo” |
| Hospital Ginecobstétrico “Mariana Grajales” |
| Hospital Clínico Quirúrgico “Arnaldo Milian Castro” |
| Hospital Oncológico “ Celestino Hernández Robau” |
| Hospital Infantil “José Luis Miranda” |
| Cardiocentro “Ernesto Che Guevara” |
| Pol. “Marta Abreu.” |
| Pol. “XX Aniversario”. |
| Pol. “Chiqui Gómez.” |
| Pol. “Capitán Roberto Fleites” |
| Pol. “José Ramón León Acosta” |
| Pol. “Santa Clara.” |
| 4 laboratorios en unidades cerradas |
| **S. Domingo**. | Pol. “Manacas.” |
| Pol. “Guyen Van Troy”. (Cascajal) |
| Pol. “Manuel Piti Fajardo.” (Santo Domingo) |
|
| **Ranchuelo** | Pol. “Juan B Contreras”. (Ranchuelo) |
|
| Pol. “San Juan.” |
| Pol. “Mario Muñoz.” ( Esperanza) |
|
| **Manicaragua** | Pol. “Humberto Peralta.” ( Guinia) |
| Pol. “La Campana.” |
| Pol. “Andrés Chongo.” ( Mataguá) |
| Pol. “50 Aniversario.” ( Manicaragua) |
|
| Pol. “Paula M Morales.” ( Jibacoa) |

**Anexo: 2 Conceptos de resultados en la evaluación externa de la calidad**

*Concordante*

Coincidencia con los resultados emitidos por el laboratorio participante por el laboratorio rector.

*No concordante positivo*

Cuando el laboratorio participante emitió un resultado positivo y el rector emitió un resultado negativo.

*No concordante negativo*

Cuando el laboratorio participante emitió un resultado negativo y el rector emitió un resultado positivo.

*Discrepante*

Cuando el helminto identificado por el laboratorio participante no coincidió con el rector o el diagnóstico fue incompleto

*Poliparasitadas*

Presencia de dos o más helmintos intestinales en una muestra.

**Anexo 3 Guía de observación documental del laboratorio rector**

**Laboratorio participante** \_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_ Fecha del envío\_\_\_\_\_\_\_\_

Muestras remitidas: \_\_\_\_\_

No parásito: \_\_\_\_ Parásito: \_\_\_\_\_

Helmintos identificados

*Enterobius vermicularis\_\_\_\_\_*

*Trichuris trichiura\_\_\_\_\_*

*Ascaris lumbricoides\_\_\_\_\_*

*Necator/Ancylostoma\_\_\_\_\_*

*Strongyloides stercoralis\_\_\_\_\_*

*Taenia spp\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_*

*Hymenolepis spp\_\_\_\_\_*

*Dipylidium caninum\_\_\_\_\_*

*Inermicapsifer madagascariensis\_\_\_\_\_*

**Laboratorio rector**

Muestras procesadas para el control de calidad\_\_\_\_\_\_\_\_

No parásitos: \_\_\_\_\_ Parásitos: \_\_\_\_\_ No útiles: \_\_\_\_\_

Concordantes\_\_\_ Sin identificación\_\_\_\_ Con identificación\_\_\_\_

No concordantes: \_\_\_\_ Negativos: \_\_\_\_ Positivos: \_\_\_\_

Discrepantes: \_\_\_\_\_ Poliparasitados: \_\_\_\_\_

*Enterobius vermicularis\_\_\_\_\_*

*Trichuris trichiura\_\_\_\_\_*

*Ascaris lumbricoides\_\_\_\_\_*

*Necator/Ancylostoma \_\_\_\_\_*

*Strongyloides stercoralis\_\_\_\_\_*

*Taenia spp\_\_\_\_\_\_\_\_\_\_*

*Hymenolepis spp\_\_\_\_\_*

*Dipylidium caninum\_\_\_\_\_*

*Inermicapsifer madagascariensis\_\_\_\_\_*

**Anexo 4 Técnica de Willis y Malloy (Modificada por Basnuevo)**

Constituye un método de enriquecimiento de huevos a través del uso de un medio con una densidad de 1200, lo que permite concentrar los huevos de los helmintos más frecuentes en Cuba (*Trichuris trichiura, Ascaris lumbricoides y Necator americanus*). Este método fue creado por Willis en 1921 y es especialmente útil para los huevos de Ancylostomidios. El método original usa solo sal, pero en Cuba fue introducida hace más de 50 años una modificación que emplea azúcar y formol, y disminuye la cantidad de cloruro de sodio, y es en esa forma que se utiliza actualmente en la red nacional de laboratorios.

1. Preparar una solución de alta densidad a base de sal, azúcar y una pequeña cantidad de formol, en las siguientes proporciones:

Cloruro de sodio..........................................180 g.

Azúcar........................................................500 g.

Formol al 40 %.............................................20 ml

Agua corriente...........................................1200 ml

Esta solución debe dar una densidad de 1200.

1. En un vasito plástico o de cristal de no más de 30 ml de capacidad, preferentemente cilíndrico o cónico con el extremo inferior más estrecho, se vierten de 10 a 15 ml de la solución anterior y en ella se disuelven aproximadamente 2 gramos de las heces que se investigan. Esta debe hacerse con un aplicador desechable de madera o plástico, se deben extraer las grandes partículas no disueltas que resulten de la solución de las heces.
2. Se procede a llenar el vasito con la misma solución hasta el borde sin que rebose.
3. Se coloca un portaobjetos sobre el vasito, de manera que el líquido contacte con la superficie del portaobjetos y se mantiene así de 15 a 20 minutos.
4. Pasado ese tiempo, se toma el portaobjetos con un movimiento de volteo rápido de manera que el líquido no se escurra de la lámina y se lleva al microscopio para su observación.
5. Observar con ocular 10 X y objetivo 10 X, debe recorrer toda la lámina con ese aumento, antes de que la preparación comience a secarse.
6. Emisión de los resultados : Número de huevos o larvas por preparación

**Anexo 5**

