



GABINETE DIRECCIÓN
FISCALÍA
OFICINA ASUNTOS REGULATORIOS
DEPARTAMENTO LAB. BIOMÉDICO NACIONAL Y DE REFERENCIA

ID 1114060



RESOLUCIÓN EXENTA N°

APRUEBA LAS ORIENTACIONES PARA LA SELECCIÓN DE EXÁMENES PARASITOLÓGICOS EN PACIENTES CON EOSINOFILIA ELABORADAS POR EL DEPARTAMENTO LABORATORIO BIOMÉDICO NACIONAL Y DE REFERENCIA DEL INSTITUTO DE SALUD PÚBLICA DE CHILE.

VISTOS: estos antecedentes; la Providencia Interna N° 2259, de fecha 26 de agosto de 2025 y memorándum N° 212, del 6 de agosto de 2025, del Departamento Laboratorio Biomédico Nacional y de referencia; la Providencia N° 610, de fecha 25 de agosto de 2025, de la Dirección del Instituto; y

CONSIDERANDO:

PRIMERO: Que, el inciso final del artículo 57 del D.F.L. N° 1, de 2005, del Ministerio de Salud, dispone que el Instituto de Salud Pública *“servirá de laboratorio nacional y de referencia en los campos de la microbiología, inmunología, bromatología, farmacología, imagenología, radioterapia, bancos de sangre, laboratorio clínico, contaminación ambiental y salud ocupacional y desempeñará las demás funciones que le asigna la presente ley”*.

SEGUNDO: Que, en ese contexto, el Departamento Laboratorio Biomédico Nacional y de Referencia ha elaborado una propuesta de **“Orientaciones para la selección de Exámenes Parasitológicos en pacientes con Eosinofilia”**.

TERCERO: Que, en ese contexto, el objetivo del documento que se aprueba por medio de este acto es realizar una descripción de los aspectos relevantes de aquellas enfermedades parasitarias que podrían aumentar los eosinófilos sanguíneos y sus métodos de diagnóstico.

CUARTO: Que, en cumplimiento con la Circular N°1/2025 de la Dirección del Instituto, la propuesta de orientaciones se sometió al proceso de consulta pública. Así, el documento estuvo disponible en el sitio web institucional entre el 17 de febrero y el 17 de marzo del presente año. Al respecto se recibieron 44 observaciones de las cuales 41 fueron acogidas y 3 no consideradas.

TENIENDO PRESENTE lo dispuesto en la Ley N° 18.575; lo prescrito en la Ley N° 19.880; lo señalado en los artículos 59 letra b), 60 y 61 del D.F.L. N° 1, de 2005, del Ministerio de Salud; lo prescrito en los artículos 8 y 10 letra a) del Decreto Supremo N° 1222, de 1996, del Ministerio de Salud, que aprueba el Reglamento del Instituto de Salud Pública de Chile; en el Decreto Supremo N° 20, de 2011, del Ministerio de Salud, que aprueba el Reglamento de Laboratorios Clínicos; lo previsto en la Resolución Exenta N° 36 de 2024, de la Contraloría General de la República; y las facultades que me concede el Decreto N° 23, de 2024, del Ministerio de Salud, dicto la siguiente:



RESOLUCIÓN:

1.- APRUEBASE las “**Orientaciones para la selección de Exámenes Parasitológicos en pacientes con Eosinofilia**”, cuyo texto íntegro es el siguiente:

Orientaciones para la selección de Exámenes Parasitológicos en pacientes con Eosinofilia**Autores:**

Dra. María Isabel Jercic Lara.
Jefe Sección Parasitología.
Subdepartamento de Enfermedades Infecciosas.
Departamento Laboratorio Biomédico Nacional y de Referencia.
Instituto de Salud Pública de Chile.

Rocío Agüero Moreira.
Profesional Sección Parasitología.
Subdepartamento de Enfermedades Infecciosas.
Departamento Laboratorio Biomédico Nacional y de Referencia.
Instituto de Salud Pública de Chile.

Colaboradores:

Dra. Francisca Meza Pérez.
Dr. Gerardo Fernández Muñoz.
Programa de formación de médicos especialistas, Universidad de Chile

REVISORES INSTITUTO DE SALUD PÚBLICA DE CHILE

Dr. Juan Carlos Hormazabal Opazo.
Jefe Subdepartamento Enfermedades Infecciosas
Departamento Laboratorio Biomédico Nacional y de Referencia.
Instituto de Salud Pública de Chile.

Dra. Verónica Ramírez Muñoz.
Jefe Subdepartamento Coordinación Externa.
Departamento Laboratorio Biomédico Nacional y de Referencia.
Instituto de Salud Pública de Chile.

Alcance:

El presente documento va dirigido a profesionales de la salud que trabajen en servicios de atención en salud tanto públicos como privados, que requieran información sobre las metodologías de diagnósticos en pacientes que presenten eosinofilia los cuales podrían cursar con una enfermedad parasitaria.

Estas orientaciones tienen como objetivo principal realizar una descripción de los aspectos relevantes de aquellas enfermedades parasitarias que podrían aumentar los eosinófilos sanguíneos y sus métodos de diagnóstico.

Introducción:

La eosinofilia es un hallazgo relativamente frecuente en la práctica clínica, si bien no se dispone de datos estadísticos en nuestro país. A menudo se encuentra como un hallazgo incidental en el hemograma de pacientes asintomáticos, pudiéndose asociar a múltiples patologías.

La etiología de la eosinofilia se puede clasificar en:

- Primaria: debida a una expansión clonal de eosinófilos, como es el caso de las neoplasias hematológicas.
- Secundaria: estimulación de la producción de eosinófilos por enfermedades alérgicas, infecciosas, fármacos, etc.
- Idiopática



En el ámbito pediátrico se ha identificado que la primera causa de eosinofilia es alérgica: atopia y fármacos. Seguido por causas desconocidas. Y en tercer lugar por causas infecciosas (alrededor de un 10%). Finalmente, con un porcentaje mucho menor aparecen las patologías autoinmunes y neoplasias.

Dentro de las causas infecciosas, destacan las causas parasitarias identificándose helmintos y protozoos entre los cuales se mencionan con mayor frecuencia en la literatura los géneros: *Ascaris*, *Enterobius*, *Trichuris*, *Toxocara*, *Strongyloides*, *Trichinella*, *Fasciola* como los pertenecientes al grupo de los ancylostomídeos y filarias para los primeros, así como los géneros: *Giardia*, *Blastocystis*, *Endolimax* y coccidios para los segundos. A los anteriores se agregarían la mención en algunas publicaciones para cuadros causados por Ectoparásitos como los responsables de miasis, y el género *Sarcoptes* (1,2).

En el caso de los adultos, la distribución de las causas es similar, sin embargo, las neoplasias deben de ser descartadas antes de considerar a una eosinofilia como idiopática (3).

De acuerdo a lo previamente descrito, se considera que en los pacientes adultos y pediátricos los parásitos se encuentran dentro de las principales causas infecciosas de eosinofilia, sin embargo, cada uno con sus características particulares en cuanto a momento de presentación dentro del curso de la enfermedad, severidad de la eosinofilia y duración de esta.

Para mejor comprensión es importante indicar que los eosinófilos son granulocitos diferenciados que participan en la patogénesis de diversos procesos inflamatorios asociados a infecciones, enfermedades alérgicas, daño tisular inespecífico y la respuesta inmunológica y tumoral.

El recuento de eosinófilos presenta variabilidad biológica, aumentando en recién nacidos, mujeres durante la primera fase del ciclo menstrual y embarazo, y asociados con el aumento fisiológico del cortisol. (4)

La eosinofilia se define como un aumento absoluto del recuento de eosinófilos en sangre periférica, generalmente mayor o igual a 500 células por mm^3 . El aumento porcentual de eosinófilos (eosinofilia relativa) no debe ser considerado para definir eosinofilia, ya que puede encontrarse en contexto de leucopenia. Según el número de eosinófilos se clasifica en:

- Leve 500-1500 células/ mm^3 .
- Moderada 1500-5000 células/ mm^3 .
- Grave >5000 células/ mm^3 .

La eosinofilia en sangre no necesariamente traduce la infiltración de éstos en los tejidos afectados (2).

Para precisar si el aumento de eosinófilos en sangre tiene como causa una enfermedad parasitaria es importante conocer las alternativas de métodos disponibles para su diagnóstico. En el "Formulario general de envío de muestras clínicas para estudios parasitológicos" de la Sección Parasitología, se establece como criterio de selección diagnóstica la presencia o ausencia de eosinofilia con el fin de direccionar las acciones de detección parasitológica.

Métodos diagnósticos para enfermedades parasitarias:

Se han descrito múltiples métodos para recuperación e identificación de parásitos en muestras clínicas, así como la detección de estos mediante la búsqueda de anticuerpos específicos o del material genético de los agentes presentes en ellas.

Se recomienda que cada laboratorio analice según las características de la población a la cual atiende contar con una oferta adecuada de métodos, que puedan ser realizados cumpliendo con los requisitos técnicos y de calidad que permitan garantizar que las prestaciones ofrecidas cumplen con el fin para el cual fueron previstas.

En caso que la demanda no pueda ser la suficiente como para mantener la experiencia de los profesionales que las ejecutan o que por su bajo número no permitan justificar el gasto de cumplir con los requisitos de un sistema de gestión de calidad, el laboratorio debe asegurar, un modelo de



trabajo que establece la correcta derivación de las muestras a centros que si satisfagan estos requisitos.

En lo que respecta a las enfermedades parasitarias se ha observado una disminución de la incidencia y prevalencia en los últimos años en la población nacional. Sin embargo, nos hemos visto enfrentados a un número mayor de casos debido a viajes y migraciones.

Lo anterior ha llevado a que se vuelva a considerar la importancia de contar con una mayor oferta de prestaciones para enfermedades parasitarias emergentes o remergentes entre las cuales se encuentran varias que causan un aumento de eosinófilos en sangre.

Por tratarse de patologías que se encuentran en constante cambio, es importante contar con información actualizada para la implementación de nuevas metodologías o tener claro un flujo de derivación hacia laboratorios más complejos o de referencia (5).

Los exámenes de laboratorio disponibles para el diagnóstico de parásitos se pueden dividir en directos, indirectos (serológicos) y moleculares (6).

- Directos:
- Observación macroscópica: a simple vista es posible observar e identificar las características morfológicas que permiten la identificación. Es útil para helmintos y artrópodos.
- Observación microscópica: se realiza a través de la observación con apoyo de microscópico de los elementos presentes en las muestras que en caso de los parásitos podrían corresponder a trofozoítos, ooquistes y quistes mientras que los helmintos podrían ser: huevos y larvas en deposiciones u otras muestras. Utilizando tinciones o al fresco.

Es importante considerar que se requiere profesionales capacitados para la identificación de las diferentes formas parasitarias y su diferenciación.

- Indirectos: utilizados principalmente para infecciones diseminadas o en tejidos, a través de la detección de anticuerpos específicos formados por el hospedero se podría presumir la presencia de infección.
- Moleculares: permiten la detección de material genético específico en la muestra que daría cuenta de la infección parasitaria. La metodología más utilizada es la reacción en cadena de la polimerasa (PCR). Presenta buen rendimiento, en general y puede utilizarse para casi cualquier tipo de muestra. Especialmente útil en casos en que la observación directa no permite determinar especie. Las desventajas son su alto costo y baja disponibilidad para diagnóstico parasitológico aún en nuestro país.
- Cultivos: para parásitos seleccionados. Poco disponibles en los laboratorios clínicos. Principalmente en centros de referencia o investigación. Se caracterizan por tener alto costo y ser complejos de desarrollar y mantener en el tiempo.

Los exámenes de laboratorio más frecuentemente utilizados en el diagnóstico parasitológico en pacientes con eosinofilia, y disponibles en el país, ya sea en laboratorios clínicos como en el laboratorio de referencia se describen a continuación:

- Examen parasitológico seriado de deposiciones (EPSD): es el examen parasitológico más solicitado y con mayor disponibilidad en Chile, el cual permite diagnosticar cualitativamente la mayoría de los parásitos del tracto digestivo y vías biliares. Tiene bajo costo, buen rendimiento, pero el tiempo hasta los resultados es largo y es altamente dependiente del operador.

En cuanto a la fase pre analítica, se debe asegurar la preparación del paciente para disminuir la probabilidad de falsos negativos, por lo que éste no debe haber recibido antibióticos, quimioterápicos, laxantes oleosos, antiparasitarios o compuestos que contengan carbón, bario o bismuto. Se recomienda que las muestras sean recolectadas en soluciones fijadoras.

Técnicas de sedimentación: se recomienda el uso de este método de concentración de la muestra, ya que permite la pesquisa de la mayoría de los elementos diagnosticables. Dentro de este método se encuentra el de Burrows Modificado, que es el recomendado por el ISP,



ya que el fijador permite mantener íntegra la morfología parasitaria e inactiva las formas infectantes. En casos particulares se recomienda sedimentación por fuerza de gravedad, como en la *Fasciola hepatica* (7,8).

(El informe debe incluir los cristales de Charcot Leyden, en caso que se observen.)

Posterior a la realización del método la muestra puede observarse directamente al microscopio (muestra húmeda) o con el sedimento obtenido realizar un extendido para la búsqueda específica de coccidios mediante el uso de tinciones como el método de Zielh Neelsen modificado.

- **Frotis y Gota Gruesa:** Se trata de otro de los exámenes parasitológicos cuya disponibilidad ha ido en aumento en nuestro país, debido a una estrategia de fortalecimiento de las competencias locales para el diagnóstico. Estas técnicas son de bajo costo y el rendimiento varía según el operador. La preparación del frotis se realiza de manera similar al utilizado para el recuento diferencial hematológico, asegurando que los elementos celulares no se superpongan, permitiendo una buena identificación de las formas parasitarias en profesionales entrenados. En el caso de la gota gruesa, la sangre se concentra en una pequeña área, con múltiples capas celulares, hasta 30 veces más que en el frotis, mejorando la sensibilidad y disminuyendo el tiempo de lectura (10).
- **Inmunocromatografía:** son técnicas que, mediante la inmunocaptura, principalmente de proteínas o de anticuerpos, dan cuenta de una infección parasitaria a través de la unión antígeno anticuerpo visualizada a simple vista como una banda de precipitación en membranas. Son de fácil y rápida ejecución, aunque a veces de difícil interpretación por lo que es muy importante seguir las indicaciones del fabricante para garantizar la correcta interpretación de los resultados.
- **Enzimoimmunoensayo:** es uno de los exámenes serológicos de elección para detectar el anticuerpo producido por el hospedero. En el caso de ELISA (ensayo por inmunoabsorción ligado a enzimas) se trata de un inmunoensayo en el cual, ante la presencia de anticuerpos contra el antígeno parasitario (fijado previamente), anti anticuerpos marcados con enzimas generan un producto detectable, generalmente un cambio colorimétrico. Su sensibilidad puede variar de acuerdo al parásito en estudio, el antígeno fijado y el tiempo de infección, pero generalmente es utilizado como primer estudio dado su alta sensibilidad.
- **Inmunofluorescencia:** Reconocido como un método confirmatorio por su sensibilidad y especificidad alta que permite observar la fluorescencia específica en improntas de parásitos o cortes de ellos que dan cuenta de la unión antígeno anticuerpo. La principal dificultad es que es operador dependiente por lo que presenta variaciones propias del método lo que se traduce en que requiere de al menos dos títulos de diferencia para poder asegurar cambios en la interpretación de los resultados.
- **Inmunoelectrotransferencia:** generalmente estos métodos son utilizados como examen confirmatorio, por su alta especificidad y sensibilidad. Se detectan proteínas por medio de una electroforesis en gel, la cual separa las moléculas según su tamaño al migrar en un campo eléctrico. Posteriormente, las bandas obtenidas de dicha migración son transferidas a una membrana de nitrocelulosa, sobre la cual se puede trabajar con mayor facilidad, aplicando, por ejemplo, anticuerpos marcados para permitir la lectura. Al igual que en el caso anterior, su sensibilidad depende de la etapa de la infección y de los elementos del conjugado utilizado. Generalmente se utiliza como complemento al ELISA. Su principal desventaja es requerir mayor equipamiento especializado y el tiempo de procesamiento, dado las múltiples etapas que requiere.

A continuación, se detallan las principales enfermedades parasitarias que podrían elevar los eosinófilos en sangre cuyos exámenes diagnósticos son frecuentemente solicitados en nuestro país y los exámenes de laboratorio disponibles para su diagnóstico.



1. Triquinosis

Causada por el nemátodo del género *Trichinella*, ampliamente distribuido a nivel mundial, transmitido por carnivorismo principalmente de carne mal cocida de animales infectados (cerdo, jabalí), de procedencia desconocida (11). Las manifestaciones clínicas son dependientes de la carga parasitaria inicial, teniendo cuadros leves asintomáticos, hasta un cuadro de náuseas, vómitos, cefalea, dolor abdominal y diarrea, que generalmente se confunden con un cuadro de gastroenteritis autolimitado, posteriormente se manifiesta con fiebre, anorexia, malestar general, dolor y distensión abdominal, dolor torácico y disnea, mialgias, erupciones cutáneas pruriginosas, edema periorbitario y facial, edema conjuntival, hemorragias conjuntivales, retinianas y hemorragias subungueales en astilla (12).

La presencia de eosinofilia es un hallazgo frecuente y dependiente de la especie, está presente entre un 28,1% hasta un 99% de los pacientes afectados (13,14,15), con un nivel >1000 cel/mm³. (16).

Laboratorio: La serología es el método de elección y se realiza en laboratorios de referencia. ELISA IgG, con una sensibilidad de 81-100% (17) y Western blot IgG para confirmación con hasta 100% especificidad (18).

Los anticuerpos se hacen detectables a las 2-5 semanas de la infección por lo que se recomienda tener presente que el examen podría ser positivo con mayor certeza a un mes de consumida la carne, sin olvidar que se puede presentar reactividad cruzada con otros nemátodos. También, es importante considerar que dada la longevidad de las larvas la presencia de anticuerpos puede permanecer años y no relacionarse directamente con el consumo reciente de carne infectada (19).

Otras alteraciones de laboratorio: elevación de creatina quinasa, ácido láctico y troponinas (7)

Otros métodos no disponibles en Chile: IgA, IgM por Enzimoimmunoensayo, aglutinación en látex e IFI, los cuales podrían tener un valor diagnóstico en las etapas iniciales de la enfermedad.

2. Estrongiloidiasis

Causada por el nemátodo *Strongyloides stercoralis* principalmente en seres humanos, presente en áreas endémicas (tropicales y subtropicales) y transmitido por contacto con suelo, alimentos o agua contaminadas con larvas.

Puede presentar un cuadro agudo caracterizado por cefalea, anorexia, manifestaciones cutáneas (larva currens), dolor abdominal, constipación, diarrea o un cuadro similar al síndrome de Loeffler. La presentación crónica se presenta en personas que viven en zonas endémicas o que presentan el ciclo de autoinfección donde a menudo son asintomáticos o pueden presentar episodios intermitentes de náuseas/vómitos, diarrea, constipación, dolor abdominal, prurito anal, urticaria y eosinofilia. Se describe el cuadro clínico de hiperinfección principalmente en población de riesgo con algún nivel de inmunosupresión (VIH, usuario de corticoides o quimioterapia, trasplante de órgano sólido y médula ósea, entre otros), el cual se manifiesta con fiebre, calofríos y fatiga asociado generalmente a una bacteriemia por flora intestinal (translocación), con eosinofilia en etapas tempranas o eosinopenia en etapa más avanzada, puede evolucionar con compromiso del sistema nervioso central secundario a la bacteriemia de flora intestinal, compromiso cardiorrespiratorio con dolor torácico, tos, sibilancias, neumonía, asma recurrente, compromiso gastrointestinal manifestado por dolor abdominal, náuseas/vómitos, diarrea y constipación (20)

La presencia de eosinofilia en área endémica está descrita entre un 50 y 83% de los pacientes infectados (21, 22) y en áreas no endémicas puede estar presente entre 34,8 a un 94,4%. (23-26), y frecuentemente se trata del único hallazgo en pacientes con la infección (27). El nivel de eosinofilia frecuentemente es leve a moderada (28) e incluso en algunos casos cursan con eosinopenia, como en el caso de síndrome de hiperinfección en etapa avanzada.

Laboratorio: La serología se encuentra disponible en laboratorio de referencia. El examen de elección inicial es ELISA IgG, con una sensibilidad de 88-96%, pero con especificidad variable 30-95% (27, 29) y con la desventaja que no pueden diferenciar de una infección pasada.

Examen microscópico directo (7 muestras en días consecutivos con fijador PAF) para detección de larva rhabditiforme o huevos, con sensibilidad de aproximadamente 10-30%, que aumenta al realizar



método de Baermann. El método aprovecha tanto el termotropismo, como el hidrotropismo positivos de estas larvas, para concentrarlas biológicamente.

La presencia de huevos y parásitos adultos pueden sugerir un síndrome de hiperinfección.

Otras alteraciones de laboratorio: elevación de parámetros inflamatorios, ya que se asocia a coinfección bacteriana en síndromes de hiperinfección en pacientes inmunocomprometidos.

Otros exámenes de laboratorio: Cultivo en agar: se observa la migración del parásito a través de la placa, la microbiota arrastrada por la larva crece formando una huella (30). Este método tiene una sensibilidad de 95.24% frente a sólo 4.76% del examen directo (31) y el método de Harada Mori, en el cual se cultivan las larvas en papel filtro, el cual tendría menos sensibilidad que los anteriores.

La respuesta a tratamiento podría ser evaluada con serología (disminución de títulos), ausencia de elementos parasitológicos en deposiciones y disminución de la eosinofilia a los 6 meses, si bien ninguno tiene la suficiente sensibilidad y especificidad para confirmarlo y puede variar de acuerdo al tiempo en que se evalúen (27).

3. Toxocariasis

Causado principalmente por los nemátodos *Toxocara canis* y *Toxocara cati*, transmitida por la ingesta de huevos eliminados en las deposiciones de perros y gatos respectivamente, ampliamente distribuido a nivel mundial, afecta principalmente a niños menores de 5 años y en menor medida a adolescentes y adultos. El cuadro clínico depende del inóculo parasitario, manifestándose desde cuadros asintomáticos hasta síntomas localizados como la toxocariasis ocular y manifestaciones sistémicas caracterizado por fiebre, dolor abdominal, hepatomegalia, dificultad respiratoria similar a un cuadro asmático. En cuadros graves puede haber compromiso cardíaco y del sistema nervioso central. (32) La presencia de eosinofilia es un hallazgo frecuente manifestándose en >50% de los casos afectados, con niveles >2500 cel/mm³ (33,34,35).

Laboratorio: ELISA IgG con sensibilidad entre 73-97% (36). Western Blot IgG, para confirmación, en suero o líquido cefalorraquídeo (37).

Sus principales desventajas son la reactividad cruzada con otros helmintos y la imposibilidad de definir si se trata de infección actual o pasada (38).

Otros exámenes de laboratorio: IgG por avidéz permitiría diferenciar infección reciente de antigua (39), IgE en humor acuoso en toxocariasis ocular (40).

4. Fasciolosis

Causado por el trematodo del género *Fasciola*, siendo la especie *Fasciola hepatica* la más frecuente a nivel mundial. Su mecanismo de transmisión es la ingesta de plantas infectadas con metacercarias, siendo el berro (*Nasturtium officinale*) la principal fuente de infección humana (41). Se manifiesta por fiebre, dolor abdominal en el cuadrante superior derecho, náuseas, vómitos, pérdida de peso, prurito, dispepsia. Se presentan con leucocitosis y eosinofilia está presente en un 80% de los casos, por lo general nivel de >2000 cel/mm³, además pueden tener elevación de proteína C reactiva, transaminasas e hiperbilirrubinemia. (42,43,44) La tomografía computada puede revelar lesiones hipodensas con borde irregular, linfonodos intraabdominales y trombosis venosa portal (45).

Laboratorio: Exámenes disponibles en laboratorio de referencia: ELISA IgG, con una sensibilidad entre 95 y 100% y especificidad alrededor de 85% (46), pero con reactividad cruzada con otros trematodos como *Schistosoma*. y Western Blot IgG (para confirmación), con una especificidad de hasta un 100% (47).

Útiles incluso en etapas tempranas de la enfermedad, siendo detectables entre 2 y 4 semanas desde la infección.

Es posible también realizar la búsqueda de huevos en deposiciones y contenido duodenal mediante la observación microscópica. La sensibilidad de la búsqueda de huevos es menor que los métodos serológicos.



5. Esquistosomiasis (No endémico en Chile)

Causado por trematodos del género *Schistosoma*, el mecanismo de infección es por contacto de la cercaria presente en agua dulce la que ingresa a través de la piel, las especies más frecuentes que infectan al humano son *Schistosoma haematobium*, *Schistosoma mansoni* y *Schistosoma japonicum*, siendo *S. mansoni* el único presente en América (48). Los síntomas se manifiestan en viajeros que concurren a zonas endémicas, clínicamente se manifiestan en dos fases aguda y crónica, la primera denominada “Síndrome de Katayama” en personas que se exponen a la primoinfección, se caracteriza por fiebre de inicio repentino, malestar general, mialgia, cefalea, fatiga y dolor abdominal, con una duración promedio entre 2 a 10 semanas. Posteriormente para *S. Mansoni* y *S. Japonicum* evoluciona a una fase crónica donde persiste el dolor abdominal intermitente e inespecífico, diarrea, rectorragia, hepatoesplenomegalia con posterior fibrosis portal, varices esofágicas y ascitis. Por otro lado, *S. haematobium* sus manifestaciones clínicas son a nivel genitourinario, caracterizado por hematuria, poliaquiuria, disuria y dolor suprapúbico. Evoluciona a la fibrosis del tracto urinario que se presenta por una uropatía obstructiva. Existe una asociación con carcinoma de células escamosas de la vejiga (49). La eosinofilia está descrita en aproximadamente 50% de los casos, con grado variable describiéndose desde leve a grave (50,51).

Laboratorio: En laboratorio de referencia se encuentran disponibles exámenes serológicos ELISA IgG, con una sensibilidad variable según la especie en estudio, pero generalmente sobrepasa el 80% y presenta reactividad cruzada con otros helmintos (52) y Western Blot IgG.

Además, de la observación microscópica directa en orina o deposiciones (3 muestras día por medio, ya que los huevos se eliminan intermitentemente), pero cuya sensibilidad es menor que ELISA (53). Se recomiendan técnicas de sedimentación, pues los huevos más grandes no se recuperan en las técnicas de flotación (54). Se debe tener en cuenta que en el síndrome de Katayama no se excretan huevos.

Otros exámenes de laboratorio: en lugares endémicos se utiliza la prueba de eclosión, para evaluar la viabilidad de los huevos.

6. Filariasis (No endémico en Chile)

La filariasis humana forma un complejo de infecciones por nematodos transmitidas por vectores en las que los humanos son los huéspedes definitivos y que causan diversas enfermedades como la filariasis linfática (*Wuchereria bancrofti* y *Brugia spp.*), la oncocercosis (*Onchocerca volvulus*), la loasis (*Loa loa*) y mansonelosis (*Mansonella perstans*, *M. streptocerca* y *M. ozzardi*) (55). Los síntomas son específicos del parásito que afecta al ser humano. La oncocercosis se manifiesta comúnmente por prurito, dermatitis y nódulos subcutáneos, además puede haber compromiso ocular en su segmento anterior como posterior del ojo, la ceguera total está presente en un 2% de los casos y las lesiones oculares en un 50% (56). La filariasis linfática se manifiesta comúnmente entre 3 a 12 meses luego de la infección, inicialmente cursa con un cuadro de linfadenitis, asociado a fiebre y compromiso del estado general, posteriormente evoluciona hacia un periodo crónico, donde existe rotura de los vasos linfáticos manifestándose como hidrocele, quilotórax, quiluria, ascitis quillosa. Finalmente, el linfedema, caracterizado por aumento de volumen, con un engrosamiento fibrótico del segmento del cuerpo afectado (57). Loasis se caracteriza por eritema cutáneo y prurito intermitente, si la infección persiste se presenta como engrosamiento del tejido conectivo, los cuales se asemejan a quiste a nivel de la vaina de tendones, los cuales son dolorosos a la movilización (58). Otras manifestaciones menos frecuentes son el edema escrotal, obstrucción intestinal, glomerulonefritis, endocarditis, retinopatía, artritis, neuropatía.

La eosinofilia es un hallazgo frecuente en el diagnóstico de filariasis, presentándose entre un 83-90%, con excepción de la mansonelosis donde se describe un 28%, además al menos un 50% de los pacientes con nivel de eosinofilia >1000 cel/mm³ (59)

Laboratorio: Se encuentran disponibles Tests Rápidos Cromatográficos (Sensibilidad >70%) y ELISA IgG (sensibilidad >90%) (60), ambos con rendimiento variable según la especie estudiada (61).

Microscopía directa con tinción Giemsa frotis y gota gruesa, con una sensibilidad de alrededor del 70%, pero fuertemente dependiente del operador.

Dado la periodicidad de aparición de las filarias, pueden beneficiarse de la toma de muestra a determinada hora del día para mejorar la sensibilidad. *W. bancrofti* y *Brugia spp.*: nocturnas. *Loa*: diurno. *Mansonella perstans* y *M. ozzardi* no tienen periodicidad.



Además, existen pruebas moleculares para la detección, pero que no están disponibles en Chile (62).

7. Cystoisosporiasis:

Cystoisospora belli (anteriormente *Isospora belli*) protozoo distribuido a nivel mundial, en especial en zona tropical y subtropical, mecanismo de transmisión es fecalismo. Clínicamente se manifiesta por cuadro de diarrea crónico o intermitente, asociado a molestias abdominales, fiebre, náuseas, anorexia y baja de peso, con una duración entre las 2 a 6 semanas (63). Estos síntomas pueden ser la manifestación inicial de un debut de VIH, inmunodeficiencia primaria o una neoplasia maligna. La presencia de eosinofilia está descrita en 50% de los casos (64), siendo el único coccidio que tiene elevación de los eosinófilos (65).

Laboratorio: Ziehl-Nielsen modificado en frotis de deposición con una sensibilidad aproximada del 87% y Método de Burrows modificado (3 muestras día por medio) para observación de ooquistes de coccideo intestinal (66). Se pueden observar esporoblastos si las deposiciones se dejan con fijador por un periodo determinado. La presencia de cristales de Charcot-Leyden pueden apoyar en el diagnóstico.

Otros exámenes: observación directa en aspirado duodenal y pruebas moleculares (67).

Tabla 1 Métodos Diagnósticos de Parasitosis endémicas de Chile que cursan con eosinofilia.

Parasitosis	Agente	Métodos Diagnósticos
Triquinosis	<i>Trichinella spiralis</i>	Indirectos: Serología (ELISA, Western blot).
Fasciolasis	<i>Fasciola hepatica</i>	Directos: - Coproparasitológico seriado de deposiciones (huevos en heces, método de sedimentación). Indirectos: - Serología (ELISA y Western blot).
Toxocariasis	<i>Toxocara spp.</i>	Indirectos Serología (ELISA, Western blot).
Estrongiloidiasis	<i>Strongyloides stercoralis</i>	Directos - Coproparasitológico seriado de deposiciones (método de sedimentación) Se requieren al menos 7 muestras seguidas. Indirectos - Serología (ELISA). Métodos moleculares - Reacción en cadena de la Polimerasa (PCR).



Coccidiosis	<i>Cystoisospora belli</i>	Directos - Coproparasitológico seriado de deposiciones (método de sedimentación). - Tinción de Ziehl-Neelsen modificada.
-------------	----------------------------	---

Tablo 2 Métodos Diagnósticos de Parasitosis no endémicas de Chile que cursan con eosinofilia.

Parasitosis	Agente	Métodos Diagnósticos
Schistosomiasis o Equistosomiasis	<i>Schistosoma spp.</i>	<u>Directos</u> - Coproparasitológico seriado de deposiciones (huevos en heces u orina). <u>Indirectos</u> - Serología (ELISA, Western blot).
Filariasis	Filarias (Wuchereria, Loa loa, entre otras.)	<u>Directos</u> - Gota gruesa de sangre periférica o frotis sanguíneo (Tinción Giemsa). <u>Indirectos</u> - Serología (ELISA). Inmunocromatografía. Moleculares . - Reacción en cadena de la Polimerasa (PCR).

Referencias

1. Ness, T. E., Erickson, T. A., Diaz, V., Grimes, A. B., Rochat, R., Anvari, S., Hajjar, J., & Weatherhead, J. (2023). Pediatric Eosinophilia: A Review and Multiyear Investigation into Etiologies. *The Journal of pediatrics*, 253, 232–237.e1. <https://doi.org/10.1016/j.jpeds.2022.09.048>

2. Anna Kovalszki y Peter F. Weller. Eosinófilos y eosinofilia. *Inmunología clínica: Principios y práctica*, 24, 349-361

3. F. Ackermann, F. Legrand. Eosinofilia: etiología y enfoque diagnóstico en la práctica. *Tratado de medicina*, 2012-09-01, Volumen 16, Número 3, Páginas 1-6

4. Noemi H., Isabel. (1999). Eosinofilia y parasitosis. *Revista chilena de pediatría*, 70(5), 435-440. <https://dx.doi.org/10.4067/S0370-41061999000500013>Anna Kovalszki y Peter F. Weller. Eosinófilos y eosinofilia. *Inmunología clínica: Principios y práctica*, 24, 349-361

5. Blaine A. Mathison, Bobbi S. Pritt. *Medical Parasitology. Henry's Clinical Diagnosis and Management by Laboratory Methods*, Chapter 65, 1290-1351.e3

6. Blaine A. Mathison, Bobbi S. Pritt. *Parasitology. Tietz Textbook of Laboratory Medicine*, 88, 1205-1205.e129



7. Couturier B.A., Jensen R., Arias N., et. al.: Clinical and Analytical evaluation of a single-vial stool collection device with formalin-free fixative for improved processing and comprehensive detection of gastrointestinal parasites. *J Clin Microbiol* 2015; 53: pp. 2539.)
8. Burris, D., Rosenberg, C. E., Schwartz, J. T., Zhang, Y., Eby, M. D., Abonia, J. P., & Fulkerson, P. C. (2019). Pediatric Hypereosinophilia: Characteristics, Clinical Manifestations, and Diagnoses. *The journal of allergy and clinical immunology. In practice*, 7(8), 2750–2758.e2. <https://doi.org/10.1016/j.jaip.2019.05.011>
9. Recomendaciones para la realización del Examen Parasitológico Seriado de Deposiciones, ISP. <https://www.ispch.cl/sites/default/files/EPSPD%20-%2010052013A.pdf>.
10. Clinical Laboratory Standards Institute. Laboratory diagnosis of blood borne parasitic diseases; approved guideline. CLSI, Wayne, PA:CLSI 2000, Clinical and Laboratory Standards Institute
11. Diaz, J. H., Warren, R. J., & Oster, M. J. (2020). The Disease Ecology, Epidemiology, Clinical Manifestations, and Management of Trichinellosis Linked to Consumption of Wild Animal Meat. *Wilderness & environmental medicine*, 31(2), 235–244. <https://doi.org/10.1016/j.wem.2019.12.003>
12. Pozio, E., Gomez Morales, M. A., & Dupouy-Camet, J. (2003). Clinical aspects, diagnosis and treatment of trichinellosis. *Expert review of anti-infective therapy*, 1(3), 471–482. <https://doi.org/10.1586/14787210.1.3.471>
13. Stroffolini, G., Rossi, L., Lupia, T., Faraoni, S., Paltrinieri, G., Lipani, F., Calcagno, A., Bonora, S., Di Perri, G., & Calleri, G. (2022). Trichinella britovi outbreak in Piedmont, North-West Italy, 2019-2020: Clinical and epidemiological insights in the one health perspective. *Travel medicine and infectious disease*, 47, 102308. <https://doi.org/10.1016/j.tmaid.2022.102308>
14. Vutova, K., Velez, V., Chipeva, R., Yancheva, N., Petkova, S., Tomov, T., Pozio, E., & Robertson, L. J. (2020). Clinical and epidemiological descriptions from trichinellosis outbreaks in Bulgaria. *Experimental parasitology*, 212, 107874. <https://doi.org/10.1016/j.exppara.2020.107874>
15. Bălescu, A., Nemet, C., Zamfir, C., Ispas, D., & Idomir, M. (2013). Identifying risk factors for symptoms of severe trichinellosis--a case study of 143 infected persons in Brasov, Romania 2001-2008. *Veterinary parasitology*, 194(2-4), 142–144. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2013.01.041>
16. Gottstein, B., Pozio, E., & Nöckler, K. (2009). Epidemiology, diagnosis, treatment, and control of trichinellosis. *Clinical microbiology reviews*, 22(1), 127–145. <https://doi.org/10.1128/CMR.00026-08>
17. Contreras, María del C, Sandoval, Lea, Salinas, Patricia, Saavedra, Tirza, & Schenone, Hugo. (2001). Inmunodiagnóstico de la triquinosis humana. *Boletín chileno de parasitología*, 56(3-4), 47-53. <https://dx.doi.org/10.4067/S0365-94022001000200003>
18. Gómez-Morales, M. A., Ludovisi, A., Amati, M., Blaga, R., Zivojinovic, M., Ribicich, M., & Pozio, E. (2012). A distinctive Western blot pattern to recognize Trichinella infections in humans and pigs. *International journal for parasitology*, 42(11), 1017–1023. <https://doi.org/10.1016/j.ijpara.2012.08.003>.
19. Gamble, H. R., Pozio, E., Bruschi, F., Nöckler, K., Kapel, C. M., & Gajadhar, A. A. (2004). International Commission on Trichinellosis: recommendations on the use of serological tests for the detection of Trichinella infection in animals and man. *Parasite (Paris, France)*, 11(1), 3–13. <https://doi.org/10.1051/parasite/20041113>
20. Buonfrate, D., Fittipaldo, A., Vlieghe, E., & Bottieau, E. (2021). Clinical and laboratory features of Strongyloides stercoralis infection at diagnosis and after treatment: a systematic review and meta-analysis. *Clinical microbiology and infection : the official publication of the European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 27(11), 1621–1628. <https://doi.org/10.1016/j.cmi.2021.07.016>
21. Suputtamongkol, Y., Premasathian, N., Bhumimuang, K., Waywa, D., Nilganuwong, S., Karuphong, E., Anekthananon, T., Wanachiwanawin, D., & Silpasakorn, S. (2011). Efficacy and safety of single and double doses of ivermectin versus 7-day high dose albendazole for chronic



- strongyloidiasis. PLoS neglected tropical diseases, 5(5), e1044. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001044>
22. Chacon, N., Duran, C., Rossomando, M.J., Factores predictivos de infección para estrongiloidosis en pacientes procedentes de áreas urbanas. Bol Venez Infectol. 2010; 21: 6-12
 23. Buonfrate, D., Salas-Coronas, J., Muñoz, J., Maruri, B. T., Rodari, P., Castelli, F., Zammarchi, L., Bianchi, L., Gobbi, F., Cabezas-Fernández, T., Requena-Mendez, A., Godbole, G., Silva, R., Romero, M., Chiodini, P. L., & Bisoffi, Z. (2019). Multiple-dose versus single-dose ivermectin for Strongyloides stercoralis infection (Strong Treat 1 to 4): a multicentre, open-label, phase 3, randomised controlled superiority trial. The Lancet. Infectious diseases, 19(11), 1181–1190. [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(19\)30289-0](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(19)30289-0)
 24. Shikiya, K., Kinjo, N., Uehara, T., Uechi, H., Ohshiro, J., Arakaki, T., Kinjo, F., Saito, A., Iju, M., & Kobari, K. (1992). Efficacy of ivermectin against Strongyloides stercoralis in humans. Internal medicine (Tokyo, Japan), 31(3), 310–312. <https://doi.org/10.2169/internalmedicine.31.310>
 25. Gann, P. H., Neva, F. A., & Gam, A. A. (1994). A randomized trial of single- and two-dose ivermectin versus thiabendazole for treatment of strongyloidiasis. The Journal of infectious diseases, 169(5), 1076–1079. <https://doi.org/10.1093/infdis/169.5.1076>
 26. Bisoffi, Z., Buonfrate, D., Angheben, A., Boscolo, M., Anselmi, M., Marocco, S., Monteiro, G., Gobbo, M., Bisoffi, G., & Gobbi, F. (2011). Randomized clinical trial on ivermectin versus thiabendazole for the treatment of strongyloidiasis. PLoS neglected tropical diseases, 5(7), e1254. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0001254>
 27. Salvador, F., Sulleiro, E., Sánchez-Montalvá, A., Saugar, J. M., Rodríguez, E., Pahissa, A., & Molina, I. (2014). Usefulness of Strongyloides stercoralis serology in the management of patients with eosinophilia. The American journal of tropical medicine and hygiene, 90(5), 830–834. <https://doi.org/10.4269/ajtmh.13-0678>
 28. Barroso, M., Salvador, F., Sánchez-Montalvá, A., Bosch-Nicolau, P., & Molina, I. (2019). Strongyloides stercoralis infection: A systematic review of endemic cases in Spain. PLoS neglected tropical diseases, 13(3), e0007230. <https://doi.org/10.1371/journal.pntd.0007230>
 29. Bon, B., Houze, S., Talabani, H., Magne, D., Belkadi, G., Develoux, M., Senghor, Y., Chandenier, J., Ancelle, T., & Hennequin, C. (2010). Evaluation of a rapid enzyme-linked immunosorbent assay for diagnosis of strongyloidiasis. Journal of clinical microbiology, 48(5), 1716–1719. <https://doi.org/10.1128/JCM.02364-09>
 30. Fallas, Silvia, Hernández, Francisco, Mora, Nury, & Porras, Abigail. (2000). Strongyloides stercoralis: una discusión sobre su diagnóstico coproparasitológico y su prevalencia en pacientes positivos por el virus de la inmunodeficiencia humana (VIH). Acta Médica Costarricense, 42(1), 31-34.
 31. Carrada-Bravo T. Strongyloides stercoralis: ciclo vital, cuadros clínicos, epidemiología, patología y terapéutica. Rev Mex Patol Clin Med Lab. 2008;55(2):88-110.
 32. Despommier D. (2003). Toxocariasis: clinical aspects, epidemiology, medical ecology, and molecular aspects. Clinical microbiology reviews, 16(2), 265–272. <https://doi.org/10.1128/CMR.16.2.265-272.2003>
 33. Altcheh, J., Nallar, M., Conca, M., Biancardi, M., & Freilij, H. (2003). Toxocariasis: aspectos clínicos y de laboratorio en 54 pacientes [Toxocariasis: clinical and laboratory features in 54 patients]. Anales de pediatría (Barcelona, Spain : 2003), 58(5), 425–431. [https://doi.org/10.1016/s1695-4033\(03\)78088-6](https://doi.org/10.1016/s1695-4033(03)78088-6)
 34. Juárez, X. S., Delgado, M., Matteucci, E. D., Schiavino, S., Pasinovich, M. E., García-Franco, L., & Cancellara, A. D. (2021). Toxocariasis en niños: análisis de 85 casos en un hospital pediátrico de Argentina [Toxocariasis in children: analysis of 85 cases in a paediatric hospital in Argentina]. Revista chilena de infectología : organo oficial de la Sociedad Chilena de Infectología, 38(6), 761–767. <https://doi.org/10.4067/s0716-10182021000600761>
 35. Bustamante, J., Sainz, T., Pérez, S., Rodríguez-Molino, P., Montero Vega, D., Mellado, M. J., & García López-Hortelano, M. (2022). Toxocariasis in migrant children: A 6 years' experience in a



- reference pediatric unit in Spain. *Travel medicine and infectious disease*, 47, 102288. <https://doi.org/10.1016/j.tmaid.2022.102288>
36. Noordin, R., Smith, H. V., Mohamad, S., Maizels, R. M., & Fong, M. Y. (2005). Comparison of IgG-ELISA and IgG4-ELISA for *Toxocara* serodiagnosis. *Acta tropica*, 93(1), 57–62. <https://doi.org/10.1016/j.actatropica.2004.09.009>
 37. Mazur-Melewska, K., Mania, A., Sluzewski, W., & Figlerowicz, M. (2020). Clinical pathology of larval toxocariasis. *Advances in parasitology*, 109, 153–163. <https://doi.org/10.1016/bs.apar.2020.01.004>.
 38. Fillaux, J., & Magnaval, J. F. (2013). Laboratory diagnosis of human toxocariasis. *Veterinary parasitology*, 193(4), 327–336. <https://doi.org/10.1016/j.vetpar.2012.12.028>.
 39. Marino, Gioia Lucia, Bojanich, María Viviana, López, María de los Ángeles, & Alonso, José Mario. (2011). Prueba de avidez de los anticuerpos IgG en la infección por *Toxocara canis*. *Acta bioquímica clínica latinoamericana*, 45(2), 323–327
 40. Magnaval, J. F., Malard, L., Morassin, B., & Fabre, R. (2002). Immunodiagnosis of ocular toxocariasis using Western-blot for the detection of specific anti-*Toxocara* IgG and CAP for the measurement of specific anti-*Toxocara* IgE. *Journal of helminthology*, 76(4), 335–339. <https://doi.org/10.1079/JOH2002143>
 41. Martínez Sánchez, Raydel, Domenech Cañete, Ingrid, Millán Marcelo, Juan Carlos, & Pino Santos, Adonis. (2012). Fascioliasis, revisión clínico-epidemiológica y diagnóstico. *Revista Cubana de Higiene y Epidemiología*, 50(1), 88–96. Recuperado en 10 de mayo de 2023, de http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1561-30032012000100011&lng=es&tlng=es.
 42. Fica, A., Dabanch, J., Farias, C., Castro, M., Jercic, M. I., & Weitzel, T. (2012). Acute fascioliasis--clinical and epidemiological features of four patients in Chile. *Clinical microbiology and infection : the official publication of the European Society of Clinical Microbiology and Infectious Diseases*, 18(1), 91–96. <https://doi.org/10.1111/j.1469-0691.2011.03575.x>
 43. Torrus-Tendero, D., Ramos-Rincón, J. M., Salvador, F., Oliveira, I., Llenas-García, J., Arsuaga, M., Crespillo-Andújar, C., & Pérez-Molina, J. A. (2022). Imported fascioliasis in Spain: Report of 12 cases from the +REDIVI collaborative network (2009-2019). *Travel medicine and infectious disease*, 47, 102286. <https://doi.org/10.1016/j.tmaid.2022.102286>
 44. Dermauw, V., Muchai, J., Al Kappany, Y., Fajardo Castaneda, A. L., & Dorny, P. (2021). Human fascioliasis in Africa: A systematic review. *PloS one*, 16(12), e0261166. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0261166>
 45. Dusak, A., Onur, M. R., Cicek, M., Firat, U., Ren, T., & Dogra, V. S. (2012). Radiological Imaging Features of *Fasciola hepatica* Infection - A Pictorial Review. *Journal of clinical imaging science*, 2, 2. <https://doi.org/10.4103/2156-7514.92372>
 46. Espinoza, J. R., Timoteo, O., & Herrera-Velit, P. (2005). Fas2-ELISA in the detection of human infection by *Fasciola hepatica*. *Journal of helminthology*, 79(3), 235–240. <https://doi.org/10.1079/joh2005303>) Figueroa-Santiago, O., Delgado, B., & Espino, A. M. (2011). *Fasciola hepatica* saposin-like protein-2-based ELISA for the serodiagnosis of chronic human fascioliasis. *Diagnostic microbiology and infectious disease*, 70(3), 355–361. <https://doi.org/10.1016/j.diagmicrobio.2011.03.016>
 47. Escalante, H., Davelois, K., Ortiz, P., Rodríguez, H., Díaz, E., & Jara, C. (2011). Estandarización de la técnica de Western blot para el diagnóstico de la fasciolosis humana utilizando antígenos de excreción-secreción de *Fasciola hepática* [Western blot technique standardization of the diagnosis of human fasciolosis using *Fasciola hepatica* excreted-secreted antigens]. *Revista peruana de medicina experimental y salud publica*, 28(3), 454–461. <https://doi.org/10.1590/s1726-46342011000300008>
 48. Gryseels, B., Polman, K., Clerinx, J., & Kestens, L. (2006). Human schistosomiasis. *Lancet (London, England)*, 368(9541), 1106–1118. [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(06\)69440-3](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(06)69440-3)
 49. Colley, D. G., Bustinduy, A. L., Secor, W. E., & King, C. H. (2014). Human schistosomiasis. *Lancet (London, England)*, 383(9936), 2253–2264. [https://doi.org/10.1016/S0140-6736\(13\)61949-2](https://doi.org/10.1016/S0140-6736(13)61949-2)



50. Salih, S. Y., Marshall, T. F., & Radalowicz, A. (1979). Morbidity in relation to the clinical forms and to intensity of infection in *Schistosoma mansoni* infections in the Sudan. *Annals of tropical medicine and parasitology*, 73(5), 439–449. <https://doi.org/10.1080/00034983.1979.11687283>
51. de Jesus, A. R., Silva, A., Santana, L. B., Magalhães, A., de Jesus, A. A., de Almeida, R. P., Rêgo, M. A., Burattini, M. N., Pearce, E. J., & Carvalho, E. M. (2002). Clinical and immunologic evaluation of 31 patients with acute schistosomiasis mansoni. *The Journal of infectious diseases*, 185(1), 98–105. <https://doi.org/10.1086/324668>
52. Wang, W., Li, Y., Li, H., Xing, Y., Qu, G., Dai, J., & Liang, Y. (2012). Immunodiagnostic efficacy of detection of *Schistosoma japonicum* human infections in China: a meta analysis. *Asian Pacific journal of tropical medicine*, 5(1), 15–23. [https://doi.org/10.1016/S1995-7645\(11\)60238-1](https://doi.org/10.1016/S1995-7645(11)60238-1)
53. Song, H. B., Kim, J., Jin, Y., Lee, J. S., Jeoung, H. G., Lee, Y. H., Saeed, A. A. W., & Hong, S. T. (2018). Comparison of ELISA and Urine Microscopy for Diagnosis of *Schistosoma haematobium* Infection. *Journal of Korean medical science*, 33(33), e238. <https://doi.org/10.3346/jkms.2018.33.e238>
54. McManus, D. P., Dunne, D. W., Sacko, M., Utzinger, J., Vennervald, B. J., & Zhou, X. N. (2018). Schistosomiasis. *Nature reviews. Disease primers*, 4(1), 13. <https://doi.org/10.1038/s41572-018-0013-8>
55. Local Burden of Disease 2019 Neglected Tropical Diseases Collaborators (2020). The global distribution of lymphatic filariasis, 2000–18: a geospatial analysis. *The Lancet. Global health*, 8(9), e1186–e1194. [https://doi.org/10.1016/S2214-109X\(20\)30286-2](https://doi.org/10.1016/S2214-109X(20)30286-2)
56. Ezzedine, K., Malvy, D., Dhaussy, I., Steels, E., Castelein, C., De Dobbeler, G., & Heenen, M. (2006). Onchocerciasis-associated limb swelling in a traveler returning from Cameroon. *Journal of travel medicine*, 13(1), 50–53. <https://doi.org/10.1111/j.1708-8305.2006.00008.x>
57. Bean, B., Ellman, M. H., & Kagan, I. G. (1992). Acute lymphatic filariasis in an American traveler. *Diagnostic microbiology and infectious disease*, 15(4), 345–347. [https://doi.org/10.1016/0732-8893\(92\)90021-k](https://doi.org/10.1016/0732-8893(92)90021-k)
58. Tamarozzi, F., Buonfrate, D., Ricaboni, D., Ursini, T., Foti, G., & Gobbi, F. (2022). Spleen nodules in Loa loa infection: re-emerging knowledge and future perspectives. *The Lancet. Infectious diseases*, 22(7), e197–e206. [https://doi.org/10.1016/S1473-3099\(21\)00632-0](https://doi.org/10.1016/S1473-3099(21)00632-0)
59. Bottieau, E., Huits, R., Van Den Broucke, S., Maniewski, U., Declercq, S., Brosius, I., Theunissen, C., Feyens, A. M., Van Esbroeck, M., van Griensven, J., Clerinx, J., & Soentjens, P. (2022). Human Filariasis in Travelers and Migrants: A Retrospective 25-year Analysis at the Institute of Tropical Medicine, Antwerp, Belgium. *Clinical infectious diseases : an official publication of the Infectious Diseases Society of America*, 74(11), 1972–1978. <https://doi.org/10.1093/cid/ciab751>
60. Wongkamchai, S., Satimai, W., Loymek, S., Nochot, H., & Boitano, J. J. (2015). An ELISA kit with two detection modes for the diagnosis of lymphatic filariasis. *Journal of helminthology*, 89(5), 552–558. <https://doi.org/10.1017/S0022149X14000522>
61. Noordin, R., Shenoy, R. K., & Rahman, R. A. (2003). Comparison of two IgG4 assay formats (ELISA and rapid dipstick test) for detection of brugian filariasis. *The Southeast Asian journal of tropical medicine and public health*, 34(4), 768–770. [asdasd](https://doi.org/10.1017/S0022149X14000522)
62. Ta-Tang, T. H., Crainey, J. L., Post, R. J., Luz, S. L., & Rubio, J. M. (2018). Mansonellosis: current perspectives. *Research and reports in tropical medicine*, 9, 9–24. <https://doi.org/10.2147/RRTM.S125750>
63. Dubey, J. P., & Almeria, S. (2019). *Cystoisospora belli* infections in humans: the past 100 years. *Parasitology*, 146(12), 1490–1527. <https://doi.org/10.1017/S0031182019000957>
64. Jarpa Gana, A. 1966. Coccidiosis humana. *Biológica (Santiago)* 39:3–26.
65. Legua, P., & Seas, C. (2013). *Cystoisospora* and *cyclospora*. *Current opinion in infectious diseases*, 26(5), 479–483. <https://doi.org/10.1097/01.qco.0000433320.90241.60>
66. Neira O, Patricia, Barthel M, Elizabeth, Wilson L, Gonzalo, & Muñoz S, Nelson. (2010). Infección por *Isospora belli* en pacientes con infección por VIH: Presentación de dos casos y revisión de la literatura. *Revista chilena de infectología*, 27(3), 219–227. <https://dx.doi.org/10.4067/S0716-10182010000300007>



67. Katiyar, M., Gulati, R., Pagal, S., Rajkumari, N., & Singh, R. (2021). Molecular detection of *Cystoisospora belli* by single-run polymerase chain reaction in stool samples. *Indian journal of gastroenterology : official journal of the Indian Society of Gastroenterology*, 40(5), 512–518. <https://doi.org/10.1007/s12664-021-01170-y>.

2.- INSTRUYASE al Departamento Laboratorio Biomédico Nacional y de Referencia a gestionar la difusión de estas recomendaciones en el formato que se estime conveniente, resguardando la fidelidad del texto aprobado en la presente resolución.

3.- PUBLÍQUESE un extracto de la presente resolución en el Diario Oficial y su texto íntegro en el sitio web institucional www.ispch.cl.

Anótese y comuníquese

Prov. 2259
03/11/2025
Resol JNC N°1042

Distribución:

- Fiscalía
- Departamento Laboratorio Biomédico Nacional y de Referencia
- Unidad de Comunicación y Participación Ciudadana
- Oficina de Partes.

