



## **FACULTAD DE FARMACIA**

### **Grado en Farmacia**

# **APROXIMACIÓN AL ESTUDIO DE LAS ENTEROPARASITOSIS EN EL C.E.I.P PRINCESA DE ASTURIAS DE ELCHE (ALICANTE)**

Memoria de Trabajo Fin de Grado

Sant Joan d'Alacant

Junio 2017

**Autor:** M<sup>a</sup> José Morote Rodríguez

**Modalidad:** Experimental

**Tutor/es:** Luis Navarro Martínez

Fernando J. Bornay Llinares

**Curso:** 2016/2017



**ÍNDICE**

RESUMEN	1
JUSTIFICACIÓN	2
1.- ANTECEDENTES	2
2.- OBJETIVOS	5
2.1. Objetivos Principal y Secundarios.	5
3.- MATERIAL Y MÉTODOS	6
3.1- Muestras	6
3.1.1. Población de estudio	6
3.1.2. Diseño del estudio	6
3.1.3. Técnica de muestreo	6
3.1.4. Encuesta clínico epidemiológica	7
3.1.5. Recogida y conservación de las muestras	7
3.2 - Examen Coproparasitológico	8
3.2.1. Método de concentración de Ritchie modificado	8
3.2.2. Método test de Graham	9
3.2.3. Examen microscópico	10
3.3 - Emisión de Informes y Tratamiento Antiparasitario Recomendado	11
3.4 - Medidas de Prevención	12
3.5 - Análisis Estadístico	12
3.5.1. Estimación de la frecuencia de parasitación	12
3.5.2. Asociación entre frecuencia de parasitación y otras variables	13
4.- RESULTADOS	14
4.1. Actividades De Información Y Recogida De Muestras	14
4.2. Capacitación Para Examen Microscópico	15
4.3. Descripción De La Muestra	15
4.4. Resultados Del Estudio Coproparasitológico	16
5.- DISCUSIÓN	18
6.- CONCLUSIONES	21

Aproximación al estudio de las enteroparasitosis en el  
C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche (Alicante)

7.- ANEXOS	22
7.1. Anexo 1:Características más relevantes de las especies parásitas que se espera encontrar en el presente estudio	23
7.2. Anexo 2: Encuesta clínico – epidemiológica realizada durante el estudio	32
7.3. Anexo 3: Protocolo de recogida para muestras de heces y protocolo de utilización test de Graham	35
7.4. Anexo 4: Preparación de las soluciones de formalina 10% y lugol doble	39
7.5. Anexo 5: Informe de resultados y propuesta de tratamiento si procede entregado al finalizar el estudio	41
7.6. Anexo 6: Medidas higiénicas para prevenir infecciones parasitarias	43
7.7. Anexo 7: Memoria descriptiva del estudio entregada a la oficina evaluadora de proyectos de la Universidad Miguel Hernández	47
7.8. Anexo 8: Modelo de consentimiento informado entregado en el estudio	55
7.9. Anexo 9 Herramientas para el reconocimiento de estructuras parasitarias	59
8.- BIBLIOGRAFÍA	66



## **RESUMEN**

Las infecciones parasitarias intestinales tienen una enorme importancia mundial, fundamentalmente en países tropicales y subtropicales donde son más prevalentes. En España existen pocos estudios epidemiológicos de incidencia o prevalencia sobre parasitosis intestinales.

El objetivo del presente trabajo fue elaborar, un estudio piloto observacional transversal para determinar la presencia de enteroparásitos en población pediátrica en el C.E.I.P Princesa de Asturias de Elche (Alicante, España), estudiando las variables clínicas y epidemiológicas asociadas a la presencia de enteroparásitos.

De las 156 muestras analizadas (26 participantes, 6 muestras por participante), se encontró una frecuencia de parasitación del 73,1% (19/26). En las muestras positivas se observó multiparasitismo en el 42,1% (8/19), siendo positivas para más de dos parásitos un 50,0% (4/8). Se encontraron 5 especies enteroparasitarias: *Giardia intestinalis* (11,5%), *Entamoeba coli* (3,8%), *Endolimax nana* (23 %), *Blastocystis hominis* (23%) y *Enterobius vermicularis* (57,7%).

Debido al aumento de la incidencia de estas parasitosis observado en los últimos años en España, y el riesgo que pueden suponer, hace necesario su detección y medidas de control de manera que se reduzcan los riesgos para la salud.

## **JUSTIFICACIÓN**

Las parasitosis intestinales constituyen una importante carga de enfermedad en todo el mundo, son una enfermedad frecuente con importante morbilidad en la población pediátrica. Existen escasos estudios epidemiológicos de incidencia de parasitosis intestinales en población pediátrica española, no obstante se ha observado en los últimos años un aumento de la incidencia en dicha población<sup>(1)</sup>.

### **1.- ANTECEDENTES**

Las parasitosis intestinales se clasifican en dos grandes grupos: protozoos y helmintos con diferente hábitat intestinal. En España se ha observado en los últimos años un aumento de la incidencia debido a la inmigración, viajes internacionales y adopciones de niños de otros países, lo que supone un esfuerzo para el pediatra en cuanto al reconocimiento de esta patología y a su manejo<sup>(2)</sup>. Conocer la clasificación de estos parásitos es fundamental, ya que tienen diferencias biológicas que generan diferencias epidemiológicas, clínicas y terapéuticas. Es más, algunos protozoos intestinales pueden ser considerados como comensales y deben ser distinguidos de aquellos que sí provocan patología.

Las parasitosis intestinales son infecciones producidas por parásitos cuyo hábitat natural es el aparato digestivo del hombre, son adquiridas por ingestión de estructuras infectantes en aguas, alimentos o transmisión persona-persona<sup>(3)</sup>. Factores como condiciones higiénico-sanitarias deficientes, consumo de alimentos contaminados, poco cocinados o crudos, convivencia con personas infectadas o con mascotas que pueden ser reservorios de patógenos humanos, o niños que acuden a la guardería favorecen la parasitación intestinal<sup>(1)</sup>.

Las enfermedades parasitarias constituyen una importante carga de enfermedad en todo el mundo, con importante morbilidad en la población pediátrica. Esto se debe a que durante la infancia se dan más oportunidades de

Aproximación al estudio de las enteroparasitosis en el  
C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche (Alicante)

contacto con parásitos, un menor nivel inmunológico y no haber adquirido los hábitos higiénicos necesarios para prevenirlas. Además, los niños en edad escolar tienen mayor oportunidad de socializar con otros niños, aumentando las posibilidades de transmisión persona-persona<sup>(3)</sup>.

En un estudio realizado en 2001 en 208 niños y niñas asistentes a diferentes guarderías de Alcoy se obtuvo una prevalencia del 11,8% de infección por *G. intestinalis*. La dispar distribución de los casos entre guarderías y aulas (entre el 0% y el 63,6%) indica que la presencia de niños parasitados en un aula son la principal fuente de infección dentro de la misma (transmisión persona-persona)<sup>(4)</sup>.

Posteriormente, en un estudio realizado en la ciudad de Valencia en 2010, se observa que la prevalencia de parasitación intestinal en escolares es relevante (27,4%), detectándose 11 especies parásitas distintas, de las cuales el 8 fueron protozoos y 3 nematodos, siendo los más frecuentes *B. hominis* y *E. vermicularis*<sup>(3)</sup>. Los autores de este estudio compararon sus resultados con otros trabajos realizados en los años 90 comprobando un cambio del patrón entero-parasitario, lo cual pone de manifiesto la necesidad de una especial vigilancia<sup>(3)</sup>.

Los parásitos que se espera encontrar en el presente estudio son:

- Protozoos: *Giardia intestinalis*, *Entamoeba coli*, *E. hartmanni*, *Endolimax nana*, *Iodamoeba butschlii*, *Entamoeba histolytica/dispar/moshkovskii*, *Blastocystis hominis* y *Enteromonas hominis*.
- Helmintos: *Enterobius vermicularis*, *Trichuris trichiura*, *Ascaris lumbricoides*, *Taenia* sp.

Los parásitos intestinales más relevantes, tanto autóctonos como importados (Tabla 1), fueron revisados por Romero González, J. y López Casado, M.A. en 2010<sup>(5)</sup>.

Aproximación al estudio de las enteroparasitosis en el  
C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche (Alicante)

Parásito	Distribución	Transmisión
<b>PROTOZOOS</b>		
<i>Blastocystis hominis</i>	E	Oral-fecal
<i>Cryptosporidium parvum</i>	E	Oral-fecal
<i>Cyclospora cayentanensis</i>	I	Oral-fecal
<i>Dientamoeba fragilis</i>	E	Oral-fecal <sup>a</sup>
<i>Entamoeba dispar</i>	E	Oral-fecal
<i>Entamoeba histolytica</i>	E	Oral-fecal
<i>Giardia lamblia</i>	E	Oral-fecal
<i>Isospora belli</i>	E	Oral-fecal
<i>Microsporidium sp.</i>	E	Oral-fecal
<b>Otros protozoos no patógenos</b>		
<i>Entamoeba coli</i>	E	Oral-fecal
<i>Entamoeba hartmanni</i>	E	Oral-fecal
<i>Iodamoeba bütschlii</i>	E	Oral-fecal
<i>Endolimax nana</i>	E	Oral-fecal
<b>HELMINTOS</b>		
<b>• Nemátodos</b>		
<i>Limitados al tracto gastrointestinal</i>		
<i>Enterobius vermicularis</i>	E	Oral-fecal
<i>Trichiura trichuris</i>	E	Oral-fecal
<i>Migran al pulmón</i>		
<i>Ascaris lumbricoides</i>	E	Oral-fecal
<i>Infectan tejidos</i>		
Triquinosis	E	Oral
Toxocariasis ( <i>Larva migrans visceral</i> )	E	Oral
Anisakiasis	E	Oral
<b>• Tremátodos</b>		
<i>Fasciola hepática</i> <sup>d</sup>	E	Oral <sup>e</sup>
<b>• Céstodos</b>		
<i>Taenia sp.</i>	E	Oral <sup>c</sup>
<i>Hymenolepis sp.</i>	E	Oral <sup>b</sup>
<p>Distribución: E: parasitosis autóctona o importada. I: parasitosis exclusivamente importada.  <sup>a</sup> Modo de transmisión realmente desconocido, posible asociación con <i>enterobius vermicularis</i>. <sup>b</sup> <i>Hymenolepis nana</i>, oral-fecal; <i>Hymenolepis diminuta</i>, ingesta accidental de artrópodos. <sup>c</sup> <i>Taenia saginata</i>, ingesta de carne vacuna cruda o poco cocinada; <i>Taenia solium</i>, ingesta de carne porcina cruda o poco cocinada. <sup>d</sup> Helmintos tisulares, pero sus huevos pueden encontrarse en heces. <sup>e</sup> Ingesta de plantas acuáticas (berros, canónigos...).</p>		

**Tabla 1:** Distribución y modo de transmisión de los parásitos intestinales (autóctonos e importados) más relevantes.

Las características más importantes y el ciclo biológico de los parásitos que se espera encontrar en el presente estudio se detallan en el anexo 1.

## **2.- OBJETIVOS**

### **2.1. OBJETIVOS PRINCIPAL Y SECUNDARIOS.**

1. Elaborar, investigar la metodología para determinar la presencia de enteroparásitos en alumnado asistentes al C.E.I.P Princesa de Asturias de la ciudad Elche (Alicante, España) mediante un estudio piloto observacional transversal.

- Desarrollar los protocolos de actuación/trabajo necesarios para la realización del estudio.
  - Solicitar los permisos necesarios para su realización según la legislación vigente.
2. Determinar la frecuencia de infección por enteroparásitos en alumnado asistentes al C.E.I.P Princesa de Asturias de la ciudad Elche (Alicante, España).
- Determinar la frecuencia de parasitación por helmintos en población seleccionada.
  - Determinar la frecuencia de parasitación por protozoos en población seleccionada
  - Estudiar las variables clínicas y epidemiológicas asociadas a la presencia de enteroparásitos

### **3.- MATERIAL Y MÉTODOS**

#### **3.1- MUESTRAS**

##### **3.1.1. POBLACIÓN DE ESTUDIO**

Se propuso la participación voluntaria en un estudio coproparasitológico a las clases de segundo ciclo de infantil del C.E.I.P. Princesa de Asturias en Elche. De un total de 75 alumnos, finalmente participaron en el estudio un grupo de 26 niños/as, 15 niños y 11 niñas de edades comprendidas entre 3 y 8 años. Además, también participaron algunos hermanos mayores de los participantes.

##### **3.1.2. DISEÑO DEL ESTUDIO**

Estudio observacional tipo transversal

##### **3.1.3. TÉCNICA DE MUESTREO.**

Al utilizarse para este estudio muestras biológicas de origen humano, es preciso seguir la normativa legal aplicable en concepto de proyectos de investigación biológica. Por ello toda la documentación facilitada a las familias participantes, así como los protocolos de recogida de muestras, análisis y almacenaje de la mismas ha sido evaluada y aprobada por la OEP (Oficina Evaluadora de Proyectos de la UMH).

Además, y como primer requisito se obtuvo aprobación del equipo directivo y del consejo escolar del C.E.I.P. Princesa de Asturias en septiembre de 2016. Se convocó en Octubre de 2016 a las familias de segundo ciclo de infantil a una reunión informativa donde se expuso a los asistentes en qué consistía el estudio. Se explicó de manera sencilla el problema de las parasitosis intestinales y los beneficios de la detección de estas infecciones.

La entrega del material necesario para participar y la recogida de muestras se realizó entre octubre 2016 y enero 2017 de 09:00 a 10:00 en el recibidor de la escuela.

### 3.1.4. ENCUESTA CLÍNICO EPIDEMIOLÓGICA

Se realizó una encuesta (anexo 2) en la que se recogió información sobre las principales variables demográficas (edad, sexo,...) clínicas (síntomas sugestivos de parasitosis intestinal, peso, talla,...) y sociosanitarias (características de la vivienda, número de personas que viven en ella, existencia y tipo de mascotas, lugares habituales de ocio,...) del participante en el estudio.

### 3.1.5. RECOGIDA Y CONSERVACIÓN DE LAS MUESTRAS

En la charla informativa se dieron instrucciones sobre la recogida de muestras y en el kit de participación se facilitaron por escrito protocolos de uso del material (anexo 3).

Para cada individuo se estudiaron tres muestras fecales recogidas en días alternos en envases de transporte claramente identificados de boca ancha con tapa hermética y provistos de una pequeña espátula, con conservante (formalina al 10% , ver anexo 4)<sup>(6)</sup>, que inactiva los posibles agentes patógenos presentes en la misma y preserva la morfología de quistes de protozoos y huevos y larvas de helmintos.

Para el estudio de *Enterobius vermicularis*, se utilizó la técnica de la tira de Graham, recogiendo igualmente tres muestras en días alternos.

Se obtuvieron 6 muestras por individuo (3 tests de Graham y 3 muestras de heces), con un total 26 participantes y 156 muestras.

Las muestras de cada participante se mantienen en una bolsa de plástico tipo zip, para evitar posibles derrames. Esta bolsa es recogida por la alumna encargada de la realización del estudio y almacenada en una caja de transporte, para ser llevada hasta el laboratorio.

Las muestras fueron almacenadas en las siguientes condiciones: inactivas por el uso de conservantes, en sus botes de transporte y almacenaje o en viales con rosca, la colección se mantendrá a temperatura ambiente en la sala almacén que dispone el área de parasitología de la UMH.

### 3.2 - EXAMEN COPROPARASITOLÓGICO

El procesamiento de las muestras se llevó a cabo en el Laboratorio de Parasitología del Departamento de Agroquímica y Medio Ambiente de la Universidad Miguel Hernández de Elche, durante el periodo de octubre 2016 a febrero 2017. Para el análisis de las muestras para la detección de los parásitos intestinales presentes se llevaron a cabo las siguientes técnicas.

#### 3.2.1. MÉTODO DE CONCENTRACIÓN DE RITCHIE MODIFICADO

Se utiliza el método de concentración por sedimentación con formol-etil acetato o Ritchie modificado<sup>(6)</sup> para la concentración de estructuras parásitas y eliminación de materiales que puedan dificultar la observación. Esta técnica es útil tanto de quistes y ooquistes de protozoos como huevos y larvas de helmintos.

Materiales y reactivos: Los materiales necesarios son tubos de centrifuga de 15 ml, tubos de plástico con tapa de rosca de 2 ml, gasas no estériles, embudos de cristal, agitador tipo vórtex, tapones para tubos de centrifuga, pipetas Pasteur, bastoncillos con torunda, formalina al 10%, etil acetato, centrifuga y campana de extracción.

#### Procedimiento:

1. En campana de extracción, disgregar la muestra con la punta de madera de un bastoncillo y utilizando un agitador tipo vórtex homogeneizar totalmente la materia fecal.
2. Filtrar la materia fecal a través de una gasa colocada en un embudo de cristal sobre un tubo de centrifuga hasta obtener unos 5 ml del filtrado. Añadir formalina al 10% hasta un volumen de 10 ml, tapar el tubo para moverlo mediante inversión unos segundos, destapar y conservar el tapón.
3. Centrifugar la muestra a 2.000 rpm durante 5 minutos. Tras ello, desechar el sobrenadante y añadir formalina al 10% hasta un volumen de 7 ml, tapar y resuspender la muestra. Añadir etil-acetato hasta

Aproximación al estudio de las enteroparasitosis en el  
C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche (Alicante)

completar volumen de 10 ml, tapar el tubo para agitar enérgicamente unos segundos.

4. Centrifugar la muestra a 2.000 rpm durante 5 min. Tras este tiempo, el etil acetato añadido permite la separación de las grasas y materiales sobrantes, formando una interfase en la parte superior del tubo, separar esta interfase de la pared con la punta de madera de un bastoncillo y decantar el sobrenadante. Limpiar la pared del tubo con ayuda de una torunda.
5. Resuspender el sedimento formado en 1 ml de formalina al 10 %, trasvasar este volumen con una pipeta pasteur a un tubo de plástico de 2 ml debidamente etiquetado e identificado.

Toma de muestras:

1. Defecar en un recipiente limpio y seco.
2. Evite que las heces se contaminen con orina o agua.
3. Elegir una cantidad adecuada de las heces, recoger con el tapón-cuchara del tubo e introducir en el medio de conservación. La cantidad de muestra a recoger no debe sobrepasar la capacidad del tubo que se indica en el etiquetado del mismo.
4. Cerrar bien el tubo.
5. Repetir el mismo procedimiento en días alternos con los otros dos botes y remitir al investigador para su procesamiento.

Se toman tres muestras de heces en días alternos por cada participante, un total de 78 muestras de heces

### 3.2.2. MÉTODO TEST DE GRAHAM

Se utiliza la técnica de la cinta adhesiva como técnica de elección para la detección de enterobiasis (*Enterobius vermicularis*), ya que la detección utilizando heces frescas tiene una baja sensibilidad.

Materiales y reactivos: Los materiales necesarios son portaobjetos y papel adhesivo de celofán transparente.

Procedimiento: Se coloca una tira adhesiva de papel de celofán, de unos 20 mm de ancho por una de las caras del porta. Por uno de los extremos se deja un excedente de celofán que se pliega sobre sí mismo dejando la parte con adhesivo hacia el interior, de esta manera ese extremo sirve de pestaña para poder despegar el celofán a la hora de realizar la prueba.

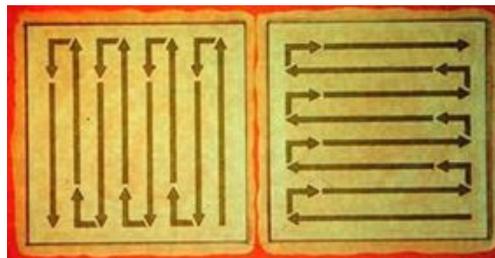
Toma de muestras:

1. La toma de muestra se realiza a primera hora de la mañana, antes de levantarse. **IMPORTANTE:** no lavar al infante antes de realizar la toma de la muestras o se eliminarán los huevos.
2. Se despegla la cinta adhesiva y se apoya sobre el portaobjetos (o sobre un depresor) con la parte adhesiva hacia el exterior.
3. Se separan las nalgas del paciente y se hace presión con la parte adhesiva sobre la región perianal.
4. Se vuelve a pegar la cinta adhesiva al portaobjetos.
5. Se observa al microscopio.

Se toman tres muestras por cada participante, un total de 78 tests.

### 3.2.3. EXAMEN MICROSCÓPICO

Es importante asegurarse de cubrir toda la preparación trabajando de forma sistemática y ordenada, por ello se iniciaron todas la visualizaciones desde una esquinas del cubre, realizando barridos (horizontales o verticales) en línea recta hasta el límite opuesto. En este punto se movió la preparación en la anchura de un campo para realizar el camino de vuelta del mismo modo (figura 1). Esto se repitió hasta que se hacer el barrido de toda la preparación.



**Figura 1.** Metodología de observación al microscopio.

Preparaciones obtenidas por el método de Ritchie: La visualización de estas preparaciones, se realizó de la siguiente manera.

1. En un portaobjetos se colocaron con micropipeta 10  $\mu$ l de lugol doble (preparación según Anexo 4)<sup>(6)</sup>, el lugol colorea las estructuras haciendo más evidente la morfología característica de cada una de especie.
2. Se resuspendió la muestra procesada y se colocaron otros 10  $\mu$ l de la misma junto con el lugol. Con la punta de la pipeta se homogenizan ambos componentes. Se coloca el cubreobjetos encima de la muestra.
3. Se colocaron las muestras en la platina del microscopio. Se realizó un primer barrido con el objetivo 10 aumentos (10x) para detectar la presencia de huevos o larvas de helmintos y un segundo barrido con el objetivo de 40 aumentos (40x) para observar los quistes de protozoos y huevos de menor tamaño.

Preparaciones obtenidas por el método de Graham: Para la visualización de estas muestras no se realizó ningún procesado previo. Se colocó el porta con el celo en la platina del microscopio, se realizó un barrido a 10x, se observan estructuras compatibles con huevos de *E. vermicularis* que se confirmaron, con el objetivo 40x, por coincidencia de tamaño, morfología y presencia de larva viva en su interior.

### 3.3 : EMISIÓN DE INFORMES Y TRATAMIENTO ANTIPARASITARIO RECOMENDADO.

A todas las familias se les facilitó el informe confidencial de resultados (anexo 5), notificando el hallazgo o no de estructuras parasitarias en las muestras de sus hijos, y en aquellos en los en los que se encontraron parásitos patógenos, se les recomendó el tratamiento oportuno, siguiendo las pautas terapéuticas sugeridas por el Dr. Fernando Jorge Bornay Llinares, doctor en medicina y tutor del presente estudio.

### 3.4 - MEDIDAS DE PREVENCIÓN

Junto con el informe de resultados, se entregó también a todas las familias participantes información escrita acerca de las medidas higiénicas necesarias para prevenir infecciones parasitarias (anexo 6)<sup>(7,8)</sup>.

### 3.5 - ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se confeccionó una base de datos utilizando el programa Excel 2013 (©Microsoft), donde se registraron los datos obtenidos durante el análisis parasitológico y las variables clínicas y sociodemográficas recogidas en la encuesta que se realizó a cada participante.

En primer lugar se realizó un análisis descriptivo de la población de estudio. Después se calculó la proporción de individuos parasitados, la proporción de individuos con multiparasitismo, de ellos cuantos tenían más de dos parásitos y la frecuencia de cada especie parasitaria

Las tablas y gráficas que se muestran fueron elaboradas con el mismo programa.

#### 3.5.1. ESTIMACIÓN DE LA FRECUENCIA DE PARASITACIÓN

La prevalencia es la probabilidad de que un individuo de la población estudiada presente alguna de las parasitosis a estudio. Se estima como la medida de la proporción de individuos con resultado positivo en relación al número total de participantes. En nuestro estudio, y debido al diseño y tamaño de nuestra muestra, en lugar de hablar de prevalencia utilizaremos el término “frecuencia de parasitación” (Fp) obtenida en el estudio.

$$Fp = \text{N}^{\circ} \text{ de casos positivos} / \text{N}^{\circ} \text{ de participantes}$$

### 3.5.2. ASOCIACIÓN ENTRE FRECUENCIA DE PARASITACIÓN Y OTRAS VARIABLES

En este estudio se abarca un número reducido de individuos (n=26), debido a esto hablamos de un estudio piloto. Este tamaño muestral implica que los resultados obtenidos, o la asociación entre frecuencia de parasitación y otras variables, no tengan significación estadística.

Las variables a estudiar son:

- Sexo, contacto con animales, ingesta de agua no clorada, contacto directo con tierra, sintomatología sugestiva de parasitosis (consistencia de heces, picor anal, pérdida de peso, chirrido de dientes, flatulencia, pérdida de apetito, dolor abdominal, insomnio y nerviosismo)



## **4.- RESULTADOS**

### **4.1. ACTIVIDADES DE INFORMACIÓN Y RECOGIDA DE MUESTRAS**

En primer lugar, en Junio 2016 se concertó una entrevista con Dña. Lourdes Climent López, directora del C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche, donde se explicó en qué consistía el estudio y cómo se procedería a informar a las familias para que participaran.

Al utilizarse para este estudio muestras biológicas de origen humano, es preciso seguir la normativa legal aplicable en concepto de proyectos de investigación biológica. Por ello se envió una memoria descriptiva para investigaciones en humanos que no impliquen procedimientos invasivos (anexo 7) a la OEP de la UMH, junto con toda la documentación facilitada a las familias participantes (anexos 1) así como los protocolos de recogida de muestras, análisis y almacenaje de la mismas, para su evaluación y aprobación por parte de la OEP.

En septiembre de 2016 se obtuvo la aprobación del equipo directivo y del consejo escolar del C.E.I.P. Princesa de Asturias, para hacer uso de sus instalaciones y redes sociales gestionadas por el AMPA (WhatsApp). De esta manera, se convocó en Octubre de 2016 a las familias del ciclo de infantil de 4 años a una reunión informativa en la mediateca del centro, donde el Dr. Fernando Jorge Bornay Llinares como responsable del estudio y Dña. M<sup>a</sup> José Morote Rodríguez como alumna que lo realiza, expusieron a los asistentes en qué consistía el estudio. Se explicó de manera sencilla el problema de las parasitosis intestinales, los beneficios de la detección de estas infecciones, así como el uso del material necesario para la recogida de muestras.

A las familias que quisieron participar se les facilitó un modelo de consentimiento informado según documento adjunto (anexo 8) y después se les suministró el kit de participación, donde estaba el material (anexo 9), las instrucciones para la recogida de muestras (anexo 3) y una encuesta clínico epidemiológica (anexo 4).

Aproximación al estudio de las enteroparasitosis en el  
C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche (Alicante)

Desde Octubre 2016 hasta Enero 2017, la persona encargada del estudio estuvo todos los días de 9:00h a 10:00h en el recibidor del colegio para entregar a los padres interesados el consentimiento informado y el kit de participación, resolver dudas e informar a padres que no pudieron ir a la reunión informativa y finalmente recogiendo el kit de muestras y la documentación una vez cumplimentada.

#### 4.2. CAPACITACIÓN PARA EXAMEN MICROSCÓPICO

Para reconocer las distintas estructuras de cada especie que se pueden hallar en heces, así como su morfología en distintas etapas, es necesario tener la información y la preparación adecuadas. Para lo cual durante los primeros días en el laboratorio se realizó un entrenamiento exhaustivo con diferentes muestras positivas de la colección disponible en el área de parasitología UMH. Durante este periodo la alumna encargada del estudio obtuvo las destrezas y conocimientos necesarios que la capacitaron para poder realizar los protocolos de laboratorio necesarios para el estudio, así como para la visualización de las muestras al microscopio y detección de los posibles parásitos presentes en las muestras. Además, la alumna utilizó los materiales impartidos en la asignatura de Parasitología del grado en Farmacia, así como diversas webs y libros especializados.

Durante este periodo también se puso en práctica la realización de las técnica de concentración de Ritchie modificado y la técnica de Graham.

#### 4.3. DESCRIPCIÓN DE LA MUESTRA

Se invita a participar a todo el ciclo de infantil de 4 años del al C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche (Alicante, España), compuesto por tres clases, sumando un total de 75 niños/as. Tras la poca respuesta obtenida se amplía la población diana a niños de 5 años y a los hermanos de los participantes.

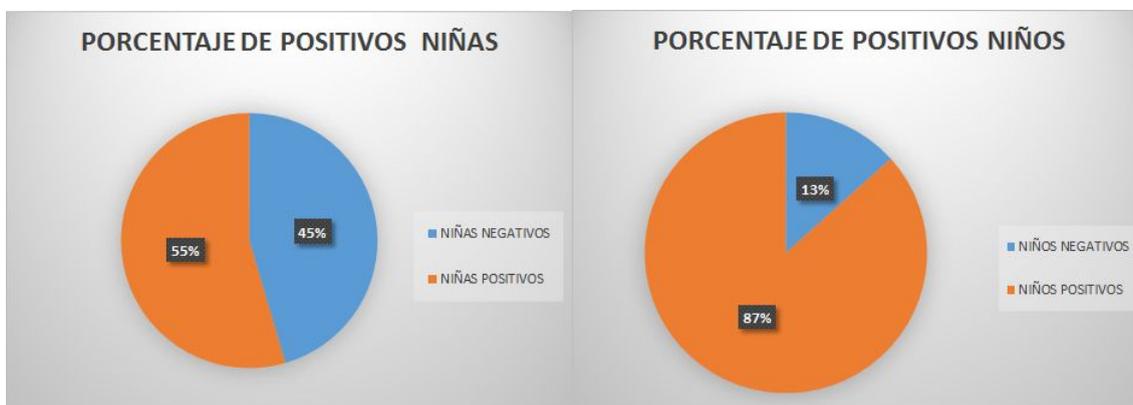
Finalmente participan voluntariamente en el estudio 26 niños y niñas, con una edad media de 4,5 años (3-8), siendo 15 niños y 11 niñas.

#### 4.4. RESULTADOS DEL ESTUDIO COPROPARASITOLÓGICO

Se estudiaron 26 niños/as. En el 73,1% (19/26) se encontró algún enteroparásito. Se detectan 5 especies enteroparasitarias, un 57,7% (15/26) fue positivo para helmintos y un 46,2% (12/26) para protozoos, existiendo en el 42,1% (8/19) de los casos multiparasitismo, de ellos se hallaron más de dos parásitos en el 50% (4/8) (Tabla 2). En cuanto a la diferencias por género se obtuvo un 87% de niños parasitados frente a un 55% de las niñas (Tabla 3).



**Tabla 2:** Descripción del tamaño muestral en relación al número de muestras positivas mono y multi-parasitadas para protozoos y/o helmintos



**Tabla 3:** Comparación porcentajes de participación de niños y niñas con los resultados positivos para cada sexo.

Aproximación al estudio de las enteroparasitosis en el  
C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche (Alicante)

El 73,7% (14/19) de los individuos parasitados eran asintomáticos (Tabla 4). Entre los cinco participantes que presentaban síntomas, los más habituales incluían: dolor abdominal, vómitos, diarrea, heces blandas o líquidas, pérdida de peso, pérdida de apetito, prurito anal, insomnio y/o nerviosismo.



**Tabla 4:** Teniendo en cuenta el total de positivos, comparamos individuos con síntomas y asintomáticos.

En cuanto a las especies parásitas encontradas, en los 26 individuos participantes se hallaron los siguientes parásitos (tabla 5):

*Enterobius vermicularis* en el 57,7% (15/26)

*Giardia intestinalis* en el 11,5% (3/26)

*Entamoeba coli* en el 3,8% (1/26)

*Endolimax nana* en el 23% (6/26)

*Blastocystis hominis* en el 23% (6/26)



**Tabla 5:** Frecuencia de parasitación de cada especie parásita encontrada en el presente estudio

## **5.- DISCUSIÓN**

La mayor parte de los datos existentes sobre la incidencia de parasitosis intestinales en la población pediátrica española provienen de laboratorios hospitalarios y, otros más recientes, de laboratorios que procesan muestras de Atención Primaria.

Existen pocos datos epidemiológicos. Según diferentes estudios, la prevalencia varía del 26,7-44,7%, y existe parasitación múltiple hasta en el 53%<sup>(9-12)</sup>. En nuestro estudio la frecuencia de parasitación es algo más elevada y se sitúa en torno al 73,1% para las parasitosis y para los casos de multiparasitismo se sitúa en un 42,1%. El dato de parasitación múltiple es algo inferior en nuestro estudio, pero deseamos resaltar que en el 50% de estas parasitosis múltiples, en el individuo se observan más de dos parásitos (*E. vermicularis* y varios protozoos).

Los protozoos *Giardia lamblia* y *Cryptosporidium parvum* son los más frecuentes en niños menores de 5 años que acuden a guardería y *Enterobius vermicularis* el más frecuente de los nematodos<sup>(13)</sup>. En nuestro estudio los protozoos más habituales son *Endolimax nana* y *Blastocystis hominis* ambos con una frecuencia del 23% y de las 4 especies de protozoos encontrados, *Giardia lamblia* es la tercera más frecuente con un 11,5%. Por otro lado los datos para *E. vermicularis* concuerdan con los obtenidos para población pediátrica española.

Comparando nuestro estudio con uno realizado en la ciudad de Valencia en 2010<sup>(3)</sup>, la mayoría de nuestras frecuencia de parasitación superan las suyas. En el estudio realizado en Valencia se obtiene una prevalencia del 27,4% con un tamaño muestral de 523 participantes (frente a 73.1% con 26 participantes en este estudio), detectaron 11 especies enteroparasitarias. Entre ellas hallaron *Giardia intestinalis* 6,1% (frente a 11,5% en este estudio), *Entamoeba coli* 1,7% (frente a 3,8% en este estudio), *Endolimax nana* 1,5% (frente a 23% en este estudio), *Blastocystis hominis* 14,9% (frente a 23% en este estudio) y *Enterobius vermicularis* 9,6% (frente a 57,7% en este estudio).

Aproximación al estudio de las enteroparasitosis en el  
C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche (Alicante)

Otro dato llamativo es que mientras que en Valencia no encuentran diferencias de género, en nuestro trabajo observamos un mayor porcentaje de niños parasitados frente a las niñas. En referencia al total de individuos parasitados en nuestro estudio, el 68,4% de los positivos son niños (13/19) y el 31,6% niñas (6/19). Del total de niñas analizadas, el 54,5% (6/11) presentaban parásitos frente al 86,7% de niños positivos (13/15). Todos estos datos deben ser tomados con cautela, ya que nuestro tamaño muestral es infinitamente menor que el de Valencia y por lo tanto nuestros resultados no son representativos para tener significación estadística.

Es importante remarcar que la gran diferencia en los valores de prevalencia podría atribuirse en parte a los protocolos de recogida de muestras. En el estudio realizado en Valencia, por las características del estudio, se recogió una única muestra de heces por participante. En el presente estudio se analizan tres muestras de heces y tres test de Graham por individuo, tal como está recomendado, realizando la recogida de tres muestras de heces en días alternos, para aumentar la sensibilidad de un estudio parasitológico <sup>(6)</sup>, de este modo podemos reducir al máximo los falsos negativos. Esto se debe a que los parásitos no emiten estructuras en heces todos los días en cantidad suficiente para ser detectados.

Como hemos comentado, existen pocos datos sobre la incidencia de parasitosis intestinales en la población pediátrica española pero, en general, coinciden en que el 89% de las parasitosis se producen por protozoos y, de ellos, los más frecuentes son: *B hominis*, *G intestinalis*, *E. coli* y *E nana*, por orden de frecuencia<sup>(14)</sup>. Estos datos son similares a los hallados en este trabajo, donde los protozoos más frecuentes coinciden y únicamente se cambia el orden de frecuencia. Sin embargo, en nuestro estudio la frecuencia de parasitación por helmintos es de algo mayor a la protozoaria (57,7% y 46,25% respectivamente). Esta diferencia podría atribuirse, como hemos comentado, a la diferente metodología utilizada. En nuestro trabajo realizamos una técnica específica para la detección de del helminto *E. vermicularis*, el test de Graham.

Aproximación al estudio de las enteroparasitosis en el  
C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche (Alicante)

Aunque este parásito se puede detectar en heces, esta no es la técnica de elección debido al particular comportamiento de la hembra, que realiza la puesta de huevos dejándolos adheridos a la región perianal. Sin embargo, los datos recogidos en laboratorios hospitalarios o de Atención Primaria habitualmente analizan muestras de heces, pero no suelen utilizar esta técnica de Graham, por lo que dependemos de que sean arrastrados una cantidad suficiente de huevos junto con las heces para que puedan ser detectados. Además, se suele tomar una única muestra por paciente.

En Alcoy que se realizó un estudio en 2001 con 208 niños y niñas asistentes a diferentes guarderías se obtuvo una prevalencia del 11,8% de infección por *G. intestinalis*, datos similares a los obtenida en el presente trabajo (11,5%). En Alcoy observaron una dispar distribución de los casos entre guarderías y aulas (entre el 0% y el 63,6%) indica que la presencia de niños parasitados en un aula es la principal fuente de infección dentro de la misma (transmisión persona-persona)<sup>(3)</sup>, hecho que no podemos comparar con nuestros resultados, porque aunque lo porcentajes son similares los tamaños muestrales no. En Alcoy participaron niños suficientes para establecer un patrón, mientras que en este estudio no podemos hacerlo.

En un estudio realizado en niños extranjeros adoptados en España<sup>(15)</sup>, el 30,2% de los 127 niños estudiados presentaron parásitos en heces, no apreciándose diferencias significativas según la procedencia. El parásito aislado con más frecuencia fue *G. lamblia* (16,7%).

## **6.- CONCLUSIONES**

1. Los resultados de frecuencia de enteroparásitos obtenidos en este estudio son similares, o superan en algunos casos, a los resultados de otros estudios realizados con poblaciones de estudio más extensas.
2. Se ha demostrado una baja participación de la población invitada al estudio. Esto parece indicar una baja percepción de la presencia y riesgo de las enteroparasitosis en nuestra sociedad.
3. En lo referente a la parasitación por helmintos, solo se detectó la presencia de *E. vermicularis*, parásito que requiere tratamiento y se transmite muy fácilmente, lo que aconseja mejorar las medidas de higiene necesarias para evitar esta parasitación.
4. En lo referente a la parasitación por protozoos, la mayoría de los encontrados son comensales, por lo que no se suele recomendar tratamiento.
5. Se detectó la presencia de *Giardia intestinalis*, enteroparásito que sí requiere tratamiento ya que puede provocar problemas de malabsorción.
6. Las vías de transmisión de los protozoos hallados: a través de agua, comida u objetos contaminados por heces; nos indican que sería necesario mejorar las medidas de higiene encaminadas a evitar estas parasitaciones.
7. En este estudio mayoría de los individuos parasitados son referidos como asintomáticos. Indicando la dificultad para cortar los ciclos de transmisión ya que se hace casi imposible detectar a los portadores que mantienen la presencia de los parásito en el grupo.
8. Los datos epidemiológicos en este área son escasos y los que hay suelen mostrar una elevada presencia de infecciones parasitarias, por lo que se debería prestar más atención a este campo, realizando más estudios que permitieran obtener una imagen más real de los parásitos presentes y su importancia para la salud del alumnado.

## **7. - ANEXOS**



7.1 ANEXO 1: CARACTERÍSTICAS MÁS RELEVANTES DE LAS ESPECIES PARÁSITAS QUE SE ESPERA ENCONTRAR EN EL PRESENTE ESTUDIO.



## CARACTERÍSTICAS MÁS RELEVANTES DE LAS ESPECIES PARÁSITAS QUE SE ESPERA ENCONTRAR EN EL PRESENTE ESTUDIO.

### 1.1. HELMINTOS

Los helmintos son organismos grandes multicelulares que por lo general se observan a simple vista cuando son adultos. Pueden ser de vida libre o de naturaleza parasitaria. Dentro de los helmintos podemos hablar de dos phylum, el phylum Platyhelminthes (platelmintos) y el phylum Nematelminthes (nematodos)<sup>(16)</sup>.

#### 1.1.1. Phylum Nematelminthes

Se caracterizan por tratarse de helmintos redondos y no segmentados, con un cuerpo filiforme que presenta simetría bilateral. Son especies dioicas con aparato digestivo <sup>(17,18)</sup>

##### 1.1.1.1. *Enterobius vermicularis*

Es filiforme de pequeño tamaño (2-13 mm), delgado y de color blanco. La hembra mide unos 10 mm, con el extremo posterior recto y puntiagudo, característica para su reconocimiento. El macho mide la mitad que la hembra, tiene el extremo posterior curvado y raramente se encuentra, pues muere después de la cópula y es eliminado en la heces. Los huevos son blancos y transparentes, con un lado aplanado, es frecuente observarlos con la larva en su interior.

La transmisión se realiza de persona a persona, mano-boca, objetos personales contaminados, autoinfección y menos frecuente por inhalación. El intervalo de tiempo desde la ingestión de huevos contaminados hasta la puesta de la hembra adulta es de un mes aproximadamente. Los huevos fecundados eclosionan en el intestino delgado y maduran localizándose en la región ileocecal.

Las hembras grávidas durante la noche migran por gravedad y depositan sus

Aproximación al estudio de las enteroparasitosis en el  
C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche (Alicante)

huevos en la región perianal produciendo prurito anal, intranquilidad nocturna y sobreinfección por rascado o vulvovaginitis por emigración genital, pudiendo favorecer las infecciones urinarias. <sup>(1)</sup>. Los huevos se vuelven infectivos a las 4 o 6 horas en condiciones óptimas

#### 1.1.1.2. *Trichuris trichiura*

Son alargados, miden de 3 a 5 cm, con el extremo anterior delgado que ocupa 3/5 del parásito. La hembra tiene el extremo posterior recto, el macho tiene el extremo posterior en forma de espiral. Los huevos tienen una morfología característica en forma de limón.

Estos helmintos viven en el intestino y sus huevos se expulsan en las heces de las personas infectadas. Si defecan en el campo, o si las heces se utilizan como fertilizante, los huevos se depositan en el suelo, donde pueden madurar a la forma que es infecciosa en 15-30 días<sup>(19)</sup>. Después de la ingestión (manos o alimentos contaminados con el suelo), los huevos eclosionan en el intestino delgado y liberan larvas, que se establecen como adultos en el colon, donde se fijan con las porciones anteriores enroscadas en la mucosa. Las hembras comienzan a ovipositar 60 a 70 días tras la infección y emiten entre 3.000 y 20.000 huevos al día. La vida de los adultos es de aproximadamente 1 año.

Cuando infiltran la mucosa del ciego dan lugar a inflamación, edema y hemorragia, provocando diarrea sanguinolenta con dolor cólico, pujo, tenesmo o prolapso rectal. Existen portadores asintomáticos<sup>(5)</sup>.

#### 1.1.1.3. *Ascaris lumbricoide*

Es el nematodo más grande que parasita el intestino humano, las hembras miden 20 a 35 cm y el macho entre 15 a 30 cm.

Los adultos viven en el lumen del intestino delgado. Una hembra puede producir aproximadamente 200.000 huevos por día, que se expulsan con las heces. Los huevos fértiles embrionan y se vuelven infecciosos después de 18 días a varias semanas, dependiendo de las condiciones ambientales (óptimo:

suelo húmedo, cálido y sombreado). Después de que los huevos infectivos son tragados, las larvas eclosionan e invaden la mucosa intestinal, alcanzan la circulación portal llegando a la circulación pulmonar y desde ahí invaden los alvéolos pulmonares donde continúan madurando, después penetran en las paredes alveolares, ascienden el árbol bronquial hasta la garganta y son tragados, al llegar al intestino delgado, se convierten en adultos. Desde la ingestión de los huevos infectantes a la oviposición pasan entre 2 y 3 meses. Los adultos pueden vivir de 1 a 2 años<sup>(20)</sup>.

Durante la fase migratoria pulmonar se puede presentar tos, fiebre, disnea o sibilancias. Durante la fase intestinal de los adultos, los pacientes pueden estar asintomáticos o presentar diarrea intermitente, dolor abdominal, náuseas y vómitos; pueden ocasionar problemas mecánicos como oclusión biliar, pancreatitis, apendicitis y granulomas viscerales. La eosinofilia en sangre periférica es la regla.<sup>(5)</sup>

### 1.1.2. Phylum Platyhelminthes

Se caracterizan por ser helmintos con un cuerpo plano. Su simetría es bilateral y en su mayoría son hermafroditas. Dentro de este grupo podemos diferenciar dos clases importantes, la clase Trematoda (trematodos) y la clase Cestoda (cestodos).

#### 1.1.2.1. Clase Cestoda

Presentan un cuerpo dividido en tres segmentos: escólex, cuello y estróbilo; este último dividido en proglótides. El escólex es piriforme y es donde se encuentran los órganos de fijación<sup>(21)</sup>.

Dentro de este grupo destaca la familia taennidae, el diagnóstico de cualquier especie de esta familia no puede realizarse mediante sus huevos, ya que son indistinguibles morfológicamente.

#### 1.1.2.1.1. *Taenia solium* y *Taenia saginata*.

La taeniasis es la infección de seres humanos con la tenia adulta de *Taenia saginata* o *T. solium*. Los seres humanos son los únicos huéspedes definitivos para estas dos especies. Los huevos o proglótides grávidas se excretan con las heces, los huevos pueden sobrevivir durante días o meses en el medio ambiente. El ganado (*T. saginata*) y los cerdos (*T. solium*) se infectan por la ingestión de vegetación contaminada con huevos o proglótides grávidas, en el intestino del animal eclosionan, invaden la pared intestinal y migran a los músculos estriados, donde se desarrollan en cisticerco, que puede sobrevivir durante varios años en el animal. Cuando el humano ingiere carne poco cocida de vaca o cerdo con cisticercos, se liberan las larvas en el estómago, el escólex se fija en el intestino delgado y se desarrolla durante 2 meses en una tenia adulta que puede sobrevivir durante años. La longitud de los adultos suele ser de 5 m o menos para *T. saginata* y 2-7 m para *T. solium*. Los adultos producen proglótides que maduran, se convierten en grávidos, se separan de la tenia, y se excretan en las heces (aproximadamente 6 por día). *T. saginata* puede producir hasta 100.000 y *T. solium* hasta 50.000 huevos por proglótide, respectivamente.

*Taenia saginata* produce sólo síntomas abdominales leves, ocasionalmente la migración de proglótides puede ocasionar apendicitis o colangitis. La característica más importante de *Taenia solium* es el riesgo de desarrollar cisticercosis<sup>(22)</sup>.

## 1.2 - PROTOZOOS

Son organismos unicelulares microscópicos, pueden ser de vida libre o de naturaleza parasitaria. Son capaces de multiplicarse en los seres humanos, lo cual contribuye a su supervivencia y también permite que se desarrollen infecciones graves a partir de tan solo un organismo. La transmisión de protozoos que viven en el intestino humano a otro ser humano generalmente ocurre por vía fecal-oral (alimentos o agua contaminados o contacto de

persona a persona). Los protozoos que viven en la sangre o tejidos humanos se transmiten a otros seres humanos mediante un artrópodo vector (por la picadura de un mosquito o jején)<sup>(23)</sup>.

#### 1.2.1. *Giardia intestinalis*

Es la parasitación más común en el mundo, sobre todo en climas templados, especialmente en niños , alcanzando la máxima prevalencia entre lo 2 y 6 años de edad.

También conocida como *Giardia lamblia* o *Giardia duodenalis*. Se encuentra en superficies o en el suelo, los alimentos o el agua que ha sido contaminado con heces de humanos o animales infectados.

*Giardia* está protegida por una capa externa que le permite sobrevivir fuera del cuerpo durante largos períodos de tiempo y resistente a la desinfección con cloro. El agua (potable y de recreo) es el modo de transmisión más común<sup>(24)</sup>.

Los quistes son las formas resistentes y responsables de la transmisión de giardiasis. La infección se produce por la ingestión de quistes en agua contaminada, alimentos, o por la vía fecal-oral (manos o fomites) . En el intestino delgado, cada quiste, por excisión libera dos trofozoítos. Los trofozoítos se multiplican por fisión binaria longitudinal, permaneciendo en el lumen del intestino delgado proximal donde estan libres o unidos a la mucosa por un disco de succión ventral. El quiste es el estadio que se encuentra más comúnmente en las heces no diarreicas, los quistes son infecciosos cuando se expulsan en las heces o poco después, la transmisión de persona a persona es posible<sup>(25)</sup>.

Tras un periodo de incubación de 5 días se inicia el período clínico, existiendo tres posibles evoluciones: portador asintomático, gastroenteritis autolimitada o cuadro crónico de malabsorción o urticaria<sup>(5)</sup>.

#### 1.2.2. *Entamoeba coli* , *E. hartmanni*, *Endolimax nana* y *Iodamoeba butschlii*.

*Entamoeba coli*, *E. hartmanni*, *Endolimax nana* y *Iodamoeba butschlii* se

consideran generalmente no patógenos y residen en el intestino grueso del huésped humano. Tanto los quistes como los trofozoítos de estas especies se expulsan en heces y se consideran criterio de diagnóstico. Generalmente, los quistes se encuentran en las heces formadas, mientras que los trofozoítos se encuentran en las heces diarreicas. La colonización de las amebas no patógenas ocurre después de la ingestión de quistes maduros en alimentos, agua o fómites contaminados fecalmente. La escisión ocurre en el intestino delgado, se liberan los trofozoítos, que migran al intestino grueso. Los trofozoítos se multiplican por fisión binaria produciendo quistes, ambas etapas se expulsan en las heces. Debido a la protección conferida por sus paredes celulares, los quistes pueden sobrevivir días o semanas en el ambiente externo y son responsables de la transmisión. Los trofozoítos que pasan en las heces se destruyen rápidamente fuera del cuerpo y, si se ingieren, no sobrevivirán a la exposición al medio gástrico

Por lo general, se consideran no patogénicos a *Entamoeba coli*, *E. hartmanni*, *Endolimax nana* y *Iodamoeba butschlii*, aunque se han encontrado en las heces de pacientes con diarrea donde no se identificaron patógenos conocidos. Su presencia en las heces puede ser un indicador de contaminación fecal de una fuente de alimento o de agua, y no descarta la presencia de otros parásitos<sup>(26)</sup>.

### 1.2.3. *Entamoeba histolytica*, *Entamoeba dispar*

Constituye la tercera causa mundial de muerte por enfermedad parasitaria. La infección se produce al ingerir quistes del parásito, que miden 10 a 18  $\mu$ . Los quistes son resistentes a bajas temperaturas, a la cloración de las aguas y a los ácidos gástricos y enzimas digestivas, de forma que tras la ingesta llegan al intestino delgado donde cada quiste da lugar a ocho trofozoítos. Los trofozoitos colonizan la luz del colon, pudiendo invadir la mucosa, extendiéndose por debajo del epitelio intestinal produciendo las características úlceras con forma de matraz. En el 90% de los casos la amebiasis no da sintomatología (estado

de portador asintomático), pero en el 10% restante la clínica es de amebiasis sintomática invasiva que puede adoptar 3 formas. La más frecuente (90%) es la colitis amebiana crónica no disintérica, seguida por la colitis amebiana aguda disintérica (10%) que es un cuadro grave de diarrea mucopurulenta, con pujos y tenesmo rectal pero sin fiebre. En casos excepcionales las amebas invaden el torrente sanguíneo, dando lugar al cuadro clínico conocido como amebiasis invasiva extraintestinal con abscesos a distancia (hígado, pulmón, sistema nervioso central, etc.), peritonitis, lesiones cutáneas y genitales <sup>(5)</sup>

#### 1.2.4 *Blastocystis hominis*

La clasificación taxonómica de *Blastocystis hominis* está sumida en controversia. El conocimiento del ciclo de vida y la transmisión está aún bajo investigación, por lo que este es un ciclo de vida propuesto para *B. hominis*. La forma clásica que se encuentra en las heces humanas es el quiste, que varía enormemente en tamaño de 6 a 40  $\mu\text{m}$ . El quiste de pared gruesa presente en las heces, se cree que es responsable de la transmisión externa, posiblemente por la vía fecal-oral a través de la ingestión de agua contaminada o alimentos. Los quistes infectan las células epiteliales del tracto digestivo y se multiplican asexualmente. Las formas vacuolares del parásito dan origen a múltiples vacuolas y formas ameboides. Las vacuolas se convierten en un pre-quiste, que da origen a un quiste de pared delgada, que se cree responsable de la autoinfección. La forma ameboide da origen a otro pre-quiste, que se convierte en un quiste de paredes gruesas por esquizogonias y se excreta en heces.

Si *Blastocystis hominis* puede causar infección sintomática en los seres humanos es un punto de debate activo. Esto es debido a la ocurrencia común del organismo en personas asintomáticas y sintomáticas. Aquellos que creen que los síntomas podrían estar relacionados con la infección con este parásito han descrito un espectro de enfermedades incluyendo diarrea acuosa, dolor abdominal, prurito perianal y flatulencia excesiva<sup>(27)</sup>.

### 1.2.5 *Enteromonas hominis*

Es un protozoo flagelado no patógeno. Tanto los quistes y como los trofozoítos de *Enteromonas hominis* se *desprenden* en las heces. La infección se produce después de la ingestión de quistes en alimentos o agua contaminados por materia fecal, o en fómites. En el intestino delgado o en el grueso, la escisión libera trofozoítos.

*Enteromonas* reside en el intestino grueso, donde se considera como un comensal y no se sabe que cause enfermedad, se considera no patogénico. Sin embargo, la presencia de quistes y / o trofozoítos en muestras de heces puede ser un indicador de la contaminación fecal de una fuente de alimento o agua y, por lo tanto, no descarta otras infecciones parasitarias<sup>(28)</sup>.



7.2 ANEXO 2: ENCUESTA CLÍNICO-EPIDEMIOLÓGICA REALIZADA DURANTE EL ESTUDIO



## ENCUESTA CLÍNICO – EPIDEMIOLÓGICA

FECHA:.....

CÓDIGO

### **VARIABLES DEMOGRAFICAS**

Nombre del padre/madre/tutor.....

Edad del niño.....años      Fecha nacimiento.....      Sexo      F.....      M.....

Nº hermanos.....

Edad hermano 1.....años      Edad hermano 2 .....años      Edad hermano 3 .....años

### **VARIABLES SOCIO – SANITARIAS**

Vivienda habitual (Piso, casa campo, chalet, bungalow).....

Abastecimiento de agua      Potable      Pozo      Otros .....

Alcantarillado      Si      No

Pozo ciego      Si      No

2ª vivienda:      Si      No Tipo (casa campo, chalet, bungalow).....

Abastecimiento de agua:      Potable      Pozo      Otros .....

Alcantarillado      Si      No

Pozo ciego      Si      No

Vivienda durante las vacaciones:      Vivienda habitual      2ª vivienda      Otros.....

¿Ha realizado algún viaje durante las vacaciones (con sus hijos)?      Si      No

Donde viajó? (población, país).....

Playa       Campo      Montaña       Otros.....

En que mes realizó el viaje? .....      Duración .....días

Donde suele ir en sus momentos de ocio con sus hijos, durante la tarde o fines de semana?

Parque público  No  Si Indique cual/les..... Montaña  No

Si Indique zona/as..... Playa  No  Si Indique zona/as.....

Otros.....

Animales domésticos:

Perro  Gato  Hámster  Conejo  Cobaya

Gallinas  Cabras  Ovejas  Caballos  Cerdo

Otros.....

### VARIABLES CLINICAS

Peso.....Kg Talla.....cm

Visitas al médico por causas gastrointestinales en los últimos 3 meses:  Si  No

Nº visitas ..... Motivo:.....

Heces (aparición):  Formadas  Blandas  Líquidas  Sanguinolentas

¿Ha eliminado lombrices y otro tipo de gusano?  Sí  No Tipo.....

Pérdida de peso  Si  No Pérdida de apetito  Si  No

Picor en zona anal  Si  No Dolor abdominal  Si  No

Chirrido de dientes  Si  No Insomnio  Si  No

Flatulencia  Si  No Nerviosismo  Si  No

Diarrea  Si  No

Otros.....

7.3 ANEXO 3: PROTOCOLO DE RECOGIDA PARA MUESTRAS DE HECES Y PROTOCOLO DE UTILIZACIÓN TEST DE GRAHAM



## PROTOCOLO DE RECOGIDA PARA MUESTRAS DE HECES

1. Defecar en un recipiente limpio y seco.
2. Evite que las heces se contaminen con orina o agua.
3. Elegir una cantidad adecuada de las heces, recoger con el tapón-cuchara del tubo/bote e introducir en el medio de conservación. La cantidad de muestra a recoger no debe sobrepasar la capacidad del tubo/bote que se indica en el etiquetado del mismo.
4. Cerrar bien el tubo/bote.
5. Repetir el mismo procedimiento en días alternos con los otros dos botes y remitir al investigador para su procesamiento.

### ATENCIÓN:

- En caso de ingestión del medio contenido en el tubo, beber leche y provocar el vómito, consultar urgentemente al médico.
- Evitar el uso de medicamentos antidiarreicos o laxativos antes de la recogida de la muestra.
- Para asegurar la recuperación de parásitos se recomienda la recogida de tres muestras del paciente en varios días sucesivos para su examen.
- Lavarse las manos con jabón

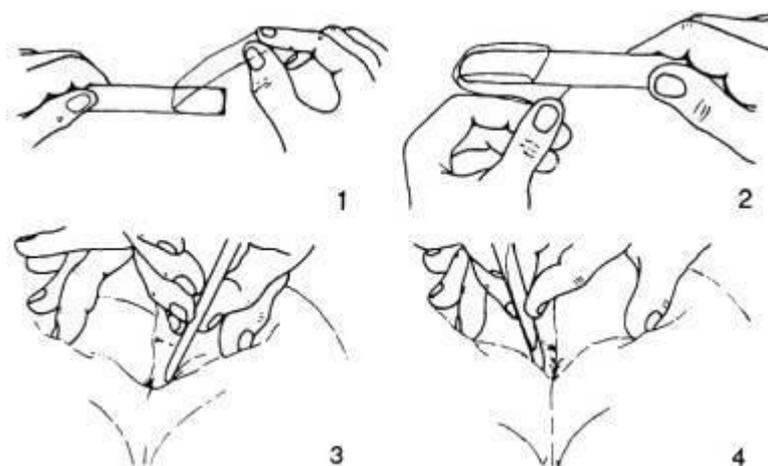


## PROTOCOLO DE UTILIZACIÓN TEST DE GRAHAM

Esta es una técnica específica para el diagnóstico de *E. vermicularis*. La hembra de este parásito presenta un comportamiento durante la puesta que implica la necesidad de una técnica específica. Durante la noche la hembra sale por el ano y va depositando los huevos dejándolos pegados en la región perianal. Por ello la búsqueda activa del parásito se debe realizar en esta región.

### Procedimiento:

1. Es conveniente tomar 3 muestras en días alternos.
2. La muestra se debe tomar a primera hora de la mañana antes de la ducha o de defecar. Es conveniente el uso de guantes.
3. Colocar al infante boca abajo.
4. Separar el celofán del portaobjetos con cuidado (no del todo) y apoyarlo sobre el mismo con la parte engomada hacia el exterior.
5. Con una mano abrir las nalgas del niño/a y con la otra **pegar y despegar el celofán** varias veces sobre el ano y zona perianal. (NO INTRODUCIR POR EL ANO)
6. Volver a pegar el celofán en el portaobjetos tratando de no dejar muchas burbujas de aire



#### 7.4 ANEXO 4: PREPARACIÓN DE LAS SOLUCIONES DE FORMALINA 10% Y LUGOL DOBLE



## **PREPARACIÓN DE FORMALINA 10% (De Carli G, 2001)**

La utilizamos como conservante de elección para la realización de técnicas microscópicas. Para la conservación de quistes de protozoos, ooquistes de coccidios, esporas de microsporidios y huevos de larvas y helmintos se recomienda una concentración 10% (De Carli, 2001).

La formalina 10% se utiliza en una proporción 3:1 (formalina:heces).

Preparación:

- Formaldehído 37-40% 10ml
- Agua destilada-desionizada 90ml

## **PREPARACIÓN DE SOLUCIÓN DE LUGOL DOBLE (De Carli G, 2001)**

La preparación de la solución de yodo va a constar de dos fases: preparar una solución de yodo 5x, y posteriormente su dilución 1:5 con agua.

### ***a) Preparación de solución de yodo 5X***

Yodo en cristales → 5g

Yoduro de potasio → 10 g

Agua destilada-desionizada → 100 ml

- Se disuelven los 10 g de yoduro de potasio en agua.
- Se adicionan lentamente 5 g de cristales de yodo y se agita la mezcla hasta su completa disolución.
- Se filtra y se traspasa a un frasco de color ámbar con tapa esmerilada, conservandolo a ser posible en un lugar oscuro.
- Se aconseja preparar una nueva solución cada 10-14 días. **b)**

### **Dilución 1:5 en agua destilada-desionizada**

- Una dilución 1:5 significa que por cada parte de solución de yodo hay que añadir 4 partes de agua destilada.
- Para preparar 1 ml de solución, se cogen, con ayuda de micropipeta, 200 µl de solución de yodo y se mezclan 800 µl de agua destilada.

NOTA: renovar dilución habitualmente, con el tiempo pierde capacidad de tinción.

7.5 ANEXO 5: INFORME DE RESULTADOS Y PROPUESTA DE TRATAMIENTO SI PROCEDE ENTREGADO AL FINALIZAR EL ESTUDIO



## INFORME DE RESULTADOS

Para D. ....  
como padre/madre/tutor de.....  
participante en el estudio de Trabajo Fin de Grado "Estudio de enteroparásitos  
en población pediátrica en Elche, Alicante".

Estudio copro-parasitológico, especies observadas:

- 
- 
- 

Tratamiento recomendado, si procede:

- Fármaco:
- Posología:



7.6 ANEXO 6: MEDIDAS HIGIÉNICAS PARA PREVENIR INFECCIONES PARASITARIAS



## MEDIDAS HIGIÉNICAS PARA PREVENIR INFECCIONES PARASITARIAS

- Lávese las manos con agua tibia y jabón después de ir al baño, cambiar pañales y antes de manipular o servir alimentos.
- Eduque a los niños sobre la importancia de lavarse las manos para prevenir infecciones.
- Mantenga las uñas cortas, limpias y evite mordérselas.
- Lave y pele todas las frutas y legumbres crudas antes de comerlas. Evite comer frutas y legumbres crudas que no se puedan pelar cuando visite países en desarrollo.
- En el caso de *E. vermicularis*, es aconsejable baño matinal diario, muda frecuente de ropa interior, pijamas, sábanas y toallas. El lavado a partir de 55°C destruye los huevos
- Cuando visite un país en desarrollo: beba solo agua embotellada o hervida (por 1 minuto) o bebidas gaseosas (burbujeantes) enlatadas o embotelladas; no tome bebidas dispensadas por fuentes ninguna bebida con cubos de hielo, y filtre el agua a través de un filtro de “1 micrón absoluto o menos” Y disuelva pastillas de yodo en el agua filtrada.

(Los filtros de “1 micrón absoluto” se pueden adquirir en tiendas de artículos para acampar o para realizar actividades al aire libre.)

**Lavarse las manos es una de las mejores formas de protegerse y de proteger a su familia para no enfermarse.**

Lavarse las manos es algo fácil y es una de las formas más eficaces de prevenir la propagación de los microbios. Las manos limpias pueden evitar que los microbios pasen de una persona a otra y a toda la comunidad, desde su casa y el sitio de trabajo, hasta las guarderías infantiles y los hospitales.

## ¿Cuándo debe lavarse las manos?

Usted puede ayudarse y ayudar a otros a mantenerse sanos lavándose las manos con frecuencia, especialmente en los siguientes momentos clave cuando las bacterias y/o parásitos pueden propagarse fácilmente a otros:

- **Antes**, durante y después de preparar alimentos.
- **Antes** de comer
- **Antes** y después de cuidar a alguien que está enfermo.
- **Antes** y después de tratar heridas o cortaduras.
- **Después** de usar el baño.
- **Después** de cambiar pañales o limpiar a un niño que haya ido al baño.
- **Después** de sonarse la nariz, toser o estornudar.
- **Después** de haber tocado animales, alimento para animales o excrementos de animales.
- **Después** de tocar la basura.

## ¿Cuál es la forma correcta de lavarse las manos?

Siga los cinco pasos siguientes para lavarse las manos siempre de forma correcta:

1. **Mójese** las manos con agua corriente limpia (tibia o fría) y enjabónelas después de cerrar el grifo.
2. **Frótese** las manos con jabón hasta que haga espuma. Asegúrese de enjabonar el dorso de las manos, entre los dedos y debajo de las uñas.
3. **Restriegue** las manos durante al menos 20 segundos. ¿Necesita un reloj? Tararee dos veces la canción "Feliz cumpleaños" de principio a fin.
4. **Enjuáguese** bien las manos con agua corriente limpia.
5. **Séquelas** con una toalla limpia, una toalla de papel desechable o al aire

7.7 ANEXO 7: MEMORIA DESCRIPTIVA DEL ESTUDIO ENTREGADA A LA OFICINA EVALUADORA DE PROYECTOS DE LA UMH



**MEMORIA DESCRIPTIVA PARA INVESTIGACIONES EN HUMANOS QUE NO  
IMPLIQUEN PROCEDIMIENTOS INVASIVOS**

<b>Título del Proyecto:</b>	Aproximación al estudio de las entero-parasitosis en el C.E.I.P Princesa de Asturias de Elche (Alicante)
<b>Código de referencia (OEP):</b>	

**1 Introducción:**

- La documentación a presentar viene recogida, al final, en el anexo de instrucciones y comentarios.
- Los criterios de valoración del proyecto están basados en la **LEY 14/2007, de 3 de Julio, de Investigación biomédica.**
- Los artículos a los que se hace referencia en el anexo de instrucciones y comentarios son los expuestos en dicha LEY.

**2 Fuente de financiación:**

Ni se precisa ni existe financiación.

**3 Lugar de realización:**

Laboratorio de parasitología, edificio Muhammad Al-Shafra del Campus de San Juan de la UMH. Estancia S02P2034.

**4 Personal que interviene en el proyecto:**

a) Investigador Principal:

Nombre y Apellidos: Fernando Jorge Bornay Llinares Titulación del investigador/a: Unidad: Área de Parasitología Departamento: Agroquímica y Medio Ambiente Centro/Facultad: Facultad de Farmacia Dirección: Ed. Muhammad Al-Shafra Av. Ramón y Cajal s/n, 03550 San Juan de Alicante Teléfono: 965919350 Fax: Correo electrónico: f.bornay@umh.es
---

b) Personal experimentador:

Nombre y Apellidos: María José Morote Rodríguez
---

Titulación del investigador/a: *Estudiante de Grado en Farmacia*

Unidad: Área de Parasitología

Departamento: Agroquímica y Medio Ambiente

Centro/Facultad: Facultad de Farmacia

Dirección: Ed. Muhammad Al-Shafra Av. Ramón y Cajal s/n, 03550 San Juan de Alicante

Teléfono: 965919350

Fax:

Correo electrónico: mjmorote@gmail.com

c) Personal relacionado con el proyecto:

- Luis Navarro Martínez, doctor en biología, master en parasitología, profesor Área de Parasitología (UMH).

## 5 Objetivos:

Determinar la prevalencia de parásitos intestinales, helmintos y protozoos, en heces de población escolar, concretamente en niños de infantil de 4 años asistentes al colegio público Princesa de Asturias situado en María Goyri nº4 de Elche (Alicante)

## 6 Metodología del procedimiento experimental :

### 6.1 Descripción:

Se trata de un estudio descriptivo transversal realizado con muestras de heces en población escolar, recogidas por los padres de los participantes y entregadas al investigador. Esta recolección se realizó en niños de infantil asistentes al colegio público Princesa de Asturias de Elche (Alicante)

Para la recolección se utilizará envases numerados de boca ancha con tapa hermética y provistos de una pequeña espátula. En el caso de que las muestras no puedan ser procesadas en las 24 horas posteriores a su recogida será necesario utilizar un agente conservante para preservar así los huevos y larvas de helmintos. Las muestras se conservan a temperatura ambiente hasta su procesamiento.

Para el análisis coproparasitológico se empleará la técnica de concentración por sedimentación con formol-etil acetato.

### 6.2 Duración del procedimiento

Se estima que la duración del proceso de recogida de muestras, procesamiento y análisis de las mismas, así como el análisis de los datos obtenidos durante el proceso, se realizará entre los meses de octubre 2016 a junio 2017

### 6.3 Ayuno:

Marque con una cruz

No

Sí: Rellene el cuadro siguiente:

Fase del estudio	Alimento	Agua	Hora de inicio	Hora final	Duración (h)

6.4 Administración de productos (estándar, referencia, patrones etc.):

Marque con una cruz

No, en ningún momento

Sí: Rellene el cuadro siguiente:

Producto Nombre genérico	Vía	Volumen Expresada en ml/kg	Dosis Expresada en mg/kg	Concentración Expresada en mg/ml
Producto de estudio				
Vehículo				

6.5 Extracciones de sangre:

Marque con una cruz

No, en ningún momento

Sí: Rellene el cuadro siguiente:

Vía de extracción	Volumen de cada extracción Expresada en ml	Frecuencia de extracción

## 7 Fases en las que se prevé dolor y métodos para controlarlo y limitarlo:

7.1 Describa en qué fases del procedimiento se prevé que el individuo pueda experimentar sufrimiento, dolor o angustia y qué medidas se tomarán para controlarlo y limitarlo (especifique el protocolo anestésico/analgésico en los apartados 6.4 y 6.5, si existiese): En ningún momento del procedimiento.

7.2 Señale que grado de gravedad máximo ha previsto que puede alcanzar su procedimiento: Marque con una cruz

0 ausencia	1 leve	2 moderado	4 severo
X			

7.3 Describa detalladamente el *Protocolo de Supervisión* que se utilizará para detectar las situaciones anteriores indicando:

- Que se controlará:
- A partir de qué momento:
- Durante cuánto tiempo:
- Frecuencia con que se efectuarán los controles:
- Persona responsable de realizar los controles:

#### 7.4 Anestesia:

¿Está previsto aplicar anestesia en alguna fase del procedimiento?

Marque con una cruz

<input type="checkbox"/>	X	No, en ningún momento, dado que el procedimiento no lo requiere
<input type="checkbox"/>	No	No, en ningún momento, dado que es incompatible con el procedimiento
<input type="checkbox"/>	Sí	Rellene el cuadro siguiente:

Fase	Producto Nombre	Vía Expresada	Dosis Expresada	Concentración profundidad de genérico	Control de la anestesia en mg/kg

#### 7.5 Analgesia:

¿Está previsto utilizar analgesia en alguna fase del procedimiento?

Marque con una cruz

<input type="checkbox"/>	X	No, en ningún momento, dado que el procedimiento no lo requiere
<input type="checkbox"/>	No	No, en ningún momento, dado que es incompatible con el procedimiento
<input type="checkbox"/>	Sí	Rellene el cuadro siguiente:

Fase	Producto Nombre	Vía Expresada	Dosis Expresada	Concentración en del genérico	Frecuencia mg/kg	Duración mg/ml tratamiento

## 8 Justificación del estudio:

8.1 Características de los voluntarios incluidos en la experimentación y su idoneidad:  
Población escolar, niños de infantil asistentes al colegio público Princesa de Asturias situado en María Goyri nº4 de Elche (Alicante)

8.2 Datos personales o información genética que se van a utilizar y su idoneidad:  
Se recogerán nombre y DNI del participante y su padre/madre/tutor/a para la identificación de las muestras recogidas.

Se realizará un cuestionario sociodemográfico, donde no se incluyen ningún tipo de dato personal.

8.3 Número total de individuos en el estudio y justificación estadística: El número máximo de participantes serán 75, dependiendo del nivel de aceptación/participación que tenga el proyecto.

8.4 Motivos por los que no se emplea un método alternativo al propuesto (especificar detalladamente):

- No existe un método alternativo al propuesto. Justificación: Se realiza un estudio coproparasitológico de las heces de los participantes, por lo que no existe forma alternativa de obtener los resultados.
- Existen métodos alternativos, pero no están validados
- Desconocemos si existen métodos alternativos Otros

motivos:

### 9 Procedimientos previstos para salvaguardar la confidencialidad de los datos:

Las muestras se codificarán de forma reversible de forma que los datos personales de los participantes se almacenarán de forma separada a la base de datos clínicos/sociodemográficos.

Los datos personales serán tratados según la LOPD.

### 10 Cumplimiento de la legislación vigente:

Por todo ello, La persona firmante, en calidad de investigador/a responsable de este proyecto, declara:

- Que ha estudiado y valorado la existencia de métodos alternativos, y que no ha identificado la existencia de un método o protocolo alternativo para obtener las conclusiones del estudio propuesto.
- Que todos los individuos sometidos a un procedimiento invasivo están previamente asegurados de los daños y perjuicios que pudieran derivarse del mismo, tal y como establece el Artículo 18 de la *LEY 14/2007, de 3 de Julio, de Investigación biomédica*.
- Que todo lo expuesto está en concordancia con dicha ley y, en general, con toda la legislación aplicable.

Lugar y fecha:

Firma:

Fdo: *(Nombre y apellidos)*

## **ADENDA A LA MEMORIA DESCRIPTIVA DEL ESTUDIO ENTREGADA A LA OFICINA EVALUADORA DE PROYECTOS DE LA UMH**

En respuesta a su petición de información acerca del estudio sobre enteroparásitos intestinales:

### **Los parásitos que se espera encontrar en el presente estudio son:**

- Protozoos: *Giardia intestinalis*, *Entamoeba coli*, *E. hartmanni*, *Endolimax nana*, *Iodamoeba butschlii*, *Entamoeba histolytica/dispar*, *Blastocystis hominis* y *Enteromonas hominis*.
- Helmintos: *Enteromonas hominis*, *Trichuris trichiura*, *Ascaris lumbricoide*, *Taenia solium* y *Taenia saginata* .

### **Detalle como llegarán las muestras a su laboratorio:**

Las muestras se recolectan en envases de transporte numerados de boca ancha con tapa hermética y provistos de una pequeña espátula, con conservante (se utilizó formalina al 10% con una proporción 3:1 en volumen respecto a la muestra para preservar así los huevos y larvas de helmintos), que inactiva los posibles agentes patógenos presentes en la misma.

Las muestras de cada participante se mantienen en una bolsa de plástico tipo zip, para evitar posibles derrames. Esta bolsa es recogida por la alumna encargada de la realización del estudio. Una vez recogidas son almacenadas en una caja de transporte, para ser llevadas hasta el laboratorio.

### **Describa con detalle el proceso de trabajo desde que dispone de la muestra hasta su eliminación.**

Concentración de las estructuras parásitas utilizando el protocolo de concentración formol-eter modificado por Ritchie et al.

(Knight WB, Hiatt RA, Cline BL, Ritchie LS. A modification of the formol-ether concentration technique for increased sensitivity in detecting *Schistosoma mansoni* eggs. Am J Trop Med Hyg. 1976;25(6):818-23.)

Análisis de las muestras en fresco con colorante lugol para la identificación de las estructuras parásitas.

Tanto las muestras sobrantes como los concentrados se mantendrán en el laboratorio de Parasitología por si fuese necesario volver a analizarlas junto con el resto de muestras que forman parte de las colecciones de heces conservadas en el laboratorio de Parasitología.

Los subproductos de desecho serán eliminados según los protocolos establecidos por la Oficina Ambiental de la UMH en los contenedores apropiados hasta su recogida por el servicio ofrecido por la misma.

**Indique si piensa guardar muestras biológicas de los mismos en su laboratorio y en qué condiciones.**

Las muestras serán almacenadas en las siguientes condiciones: inactivas por el uso de conservantes, en sus botes de transporte y almacenaje o en viales con rosca, la colección se mantendrá a temperatura ambiente en la sala almacén que dispone el área de parasitología.



7.8 ANEXO 8: MODELO DE CONSENTIMIENTO INFORMADO ENTREGADO EN EL ESTUDIO



**CONSENTIMIENTO INFORMADO PARA EL ANÁLISIS DE HECES PARA DETERMINAR LA PRESENCIA DE ENTEROPARÁSITOS**

D. ....  
con DNI nº ..... como padre/madre/tutor de .....  
..... con ..... años de edad, y  
domicilio en .....

**DECLARO:**

Que el/la Dr./Dra Fernando J. Bornay Llinares me ha explicado que:

**1.- Identificación, descripción y objetivos del procedimiento.**

Doña M<sup>a</sup> José Morote Rodríguez como alumna de Farmacia, realiza un estudio sobre la presencia de enteroparásitos en heces de niños en colaboración con el Área de Parasitología de la Universidad Miguel Hernández (UMH). Este estudio formará parte de su trabajo de fin de grado. El Responsable de este estudio es el Dr. Fernando Jorge Bornay Llinares

El procedimiento que se me propone consiste en permitir el estudio de tres muestras de heces tomadas en días alternos para determinar la presencia o no de agentes parásitos intestinales. Así mismo se realizará una encuesta socio demográfica del participante.

Los resultados obtenidos en este estudio aparecerán reflejados en el trabajo de fin de grado de la alumna antes citada en la Facultad de Farmacia de la UMH. En ningún caso se publicarán datos personales o clínicos que puedan ser relacionados con la identidad del participante.

Ante la escasez de datos sobre los enteroparásitos presentes en población infantil general de la provincia de Alicante, este estudio pretende determinar la prevalencia de este tipo de infecciones en niños asistentes a colegios públicos en el área de Elche (Alicante)

**2.- Beneficios que se espera alcanzar**

Yo no recibiré ninguna compensación económica ni otros beneficios, sin embargo los resultados derivados de este estudio ayudaran a conocer el estado epidemiológico acerca de la presencia de enteroparásitos en población pediátrica general

**3.- Alternativas razonables**

La decisión de permitir el análisis de las muestras solicitadas es totalmente voluntaria, pudiendo negarme e incluso pudiendo revocar mi consentimiento en cualquier momento, sin tener que dar ninguna explicación.

**4.- Consecuencias previsibles de su realización y de la no realización**

Si decido libre y voluntariamente permitir la evaluación de las muestras, tendré derecho a decidir ser o no informado de los resultados de la investigación, si es que ésta se lleva a cabo.

**5.- Riesgos frecuentes y poco frecuentes**

La toma de muestras no supone ningún riesgo para el donante ya que se realizará de forma no invasiva, por lo que no existe ningún riesgo para la salud del participante

**6.- Riesgos y consecuencias en función de la situación clínica personal del paciente y con sus circunstancias personales o profesionales .....**

.....

**7.- Protección de datos personales y confidencialidad.**

La información sobre los datos personales y de salud será incorporada y tratada en una base de datos informatizada cumpliendo con las garantías que establece la Ley de Protección de Datos de Carácter Personal y la legislación sanitaria.

Asimismo, se me ha informado que tengo la posibilidad de ejercitar los derechos de acceso, rectificación, cancelación y oposición al tratamiento de datos de carácter personal, en los términos previstos en la normativa aplicable.

Si decidiera revocar el consentimiento que ahora presto, mis datos no serán utilizados en ninguna investigación después de la fecha en que haya retirado mi consentimiento, si bien, los datos obtenidos hasta ese momento seguirán formando parte de la investigación.

**Yo entiendo que:**

Mi elección es voluntaria, y que puedo revocar mi consentimiento en cualquier momento, sin tener que dar explicaciones y sin que esto repercuta en mis cuidados médicos.

Otorgo mi consentimiento para que el Area de Parasitología de la UMH utilicen mis datos para esta investigación, manteniendo siempre mi anonimato y la confidencialidad de mis datos.

La información y el presente documento se me han facilitado con suficiente antelación para reflexionar con calma y tomar mi decisión libre y responsablemente.

He comprendido las explicaciones que se me han facilitado en un lenguaje claro y sencillo y el facultativo que me ha atendido me ha permitido realizar todas las observaciones y me ha aclarado todas las dudas que le he planteado.

Observaciones: .....

Por ello, manifiesto que estoy satisfecho con la información recibida y en tales condiciones estoy de acuerdo y **CONSIENTO PERMITIR EL USO DE MIS DATOS CLÍNICOS Y DEMOGRÁFICOS PARA INVESTIGACIÓN.**

En Elche, a ..... de ..... de 2016

Firma del participante

Firma del responsable del estudio

Fdo.: .....  
(Nombre y dos apellidos)

Fdo.:.....  
(Nombre y dos apellidos)

**REVOCACIÓN DEL CONSENTIMIENTO PARA EL ANÁLISIS DE HECES PARA DETERMINAR LA PRESENCIA DE ENTEROPARÁSITOS**

**INFORMACIÓN PARA EL PARTICIPANTE/PADRE/MADRE/TUTOR**

Doña M<sup>a</sup> José Morote Rodríguez como alumna de Farmacia, realiza un estudio sobre la presencia de enteroparásitos en heces de niños en colaboración con el Área de Parasitología de la Universidad Miguel Hernández (UMH). Este estudio formará parte de su trabajo de fin de grado. El Responsable de este estudio es el Dr. Fernando Jorge Bornay Llinares

El procedimiento que se me propone consiste en permitir el estudio de tres muestras de heces tomadas en días alternos para determinar la presencia o no de agentes parásitos intestinales. Así mismo se realizará una encuesta socio demográfica del participante.

Los resultados obtenidos en este estudio aparecerán reflejados en el trabajo de fin de grado de la alumna antes citada en la Facultad de Farmacia de la UMH. En ningún caso se publicaran datos personales o clínicos que puedan ser relacionados con la identidad del participante.

Ante la escasez de datos sobre los enteroparásitos presentes en población infantil general de la provincia de Alicante, este estudio pretende determinar la prevalencia de este tipo de infecciones en niños asistentes a colegios públicos en el área de Elche (Alicante)

D. .... con  
DNI nº ..... como padre/madre/tutor, de .....  
con ..... años de edad, y domicilio en .....

.....  
Revoco el consentimiento prestado en fecha....., que doy con esta fecha por finalizado, sin tener que dar explicaciones

En Elche, a ..... de ..... de 2016

Firma del participante

Firma del responsable del estudio

Fdo.: .....

Fdo.:.....

(Nombre y dos apellidos)

(Nombre y dos apellidos)

7.9 ANEXO 9 HERRAMIENTAS PARA EL RECONOCIMIENTO DE ESTRUCTURAS PARASITARIAS



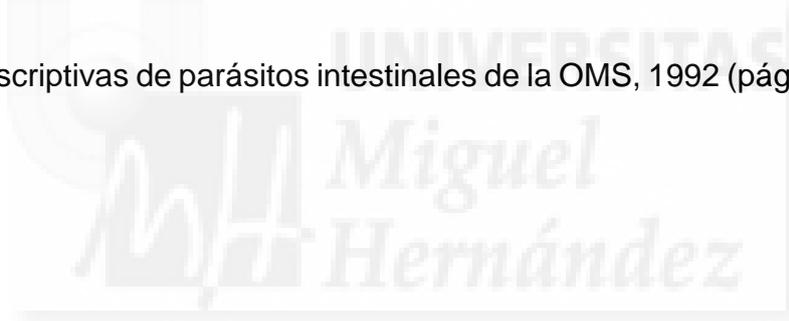
## HERRAMIENTAS PARA RECONOCIMIENTO DE ESTRUCTURAS PARASITARIAS

Para poder identificar las distintas especies de helmintos y protozoos es necesario saber su morfología en las distintas etapas en que se pueden encontrar en las heces. Para ello, se utilizaron distintas fichas que describen de manera visual las características de cada especie así como bibliografía descriptiva:

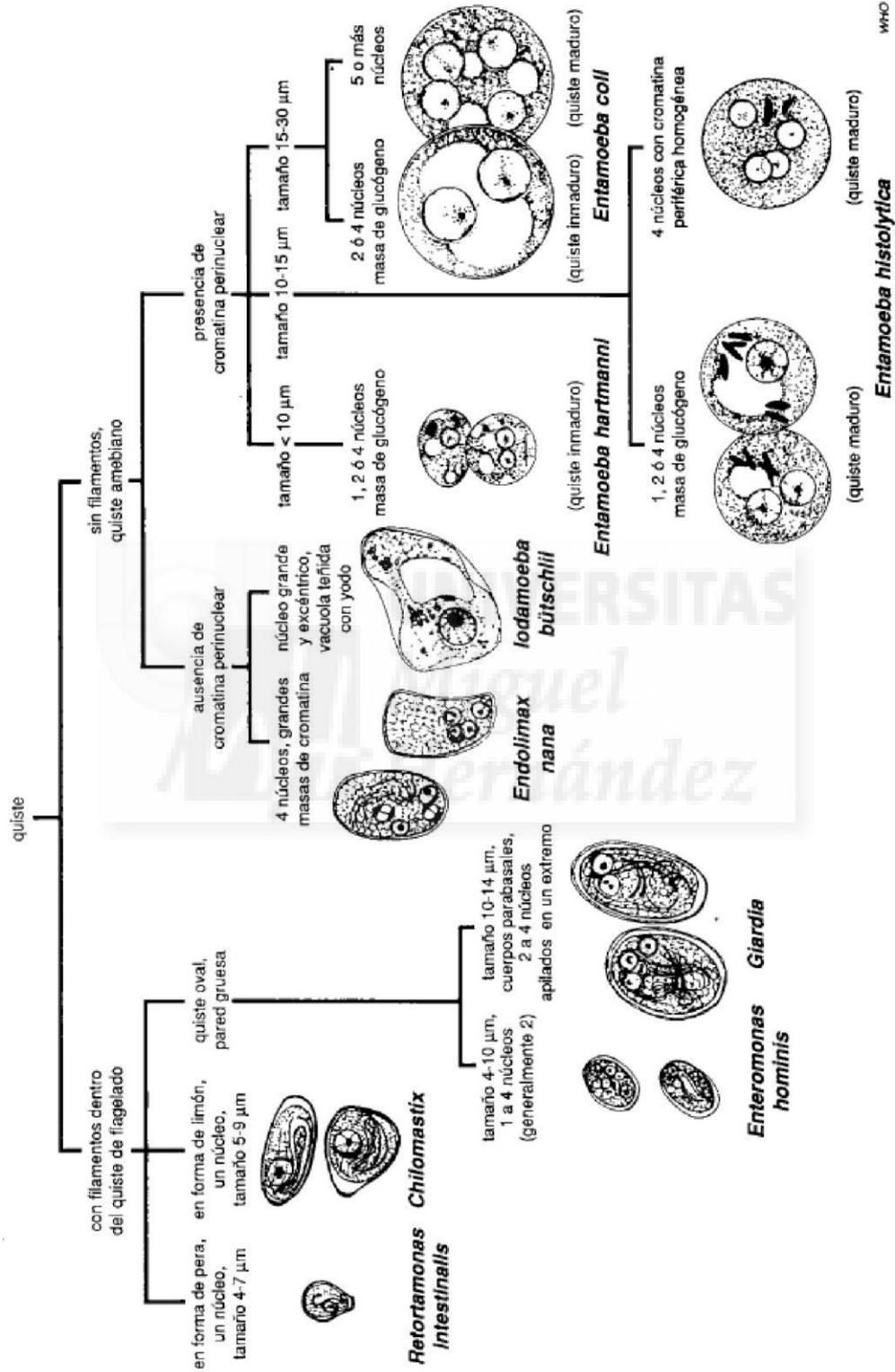
- Universidad Miguel Hernández de Elche [Sede web]. Alicante [Actualizado el 24 de Octubre de 2015]. Blog de la asignatura de Parasitología. Disponible en:  
<http://umh1687.edu.umh.es/descargas/practicass/>

- Youtube [Sede web]. Lista de reproducción: Morfología de Parásitos en Heces. Luis Navarro Martínez, profesor del Área de Parasitología de la Universidad Miguel Hernández de Elche. Alicante [Última actualización 17 de Julio de 2015; visitado el 1 de junio de 2017]. Disponible en:  
[https://youtu.be/OGEcVZxXrwg?list=PL7MlyY3sb0puymVMLBFV1fL4uEGClj\\_56](https://youtu.be/OGEcVZxXrwg?list=PL7MlyY3sb0puymVMLBFV1fL4uEGClj_56)

- Fichas descriptivas de parásitos intestinales de la OMS, 1992 (páginas siguientes)



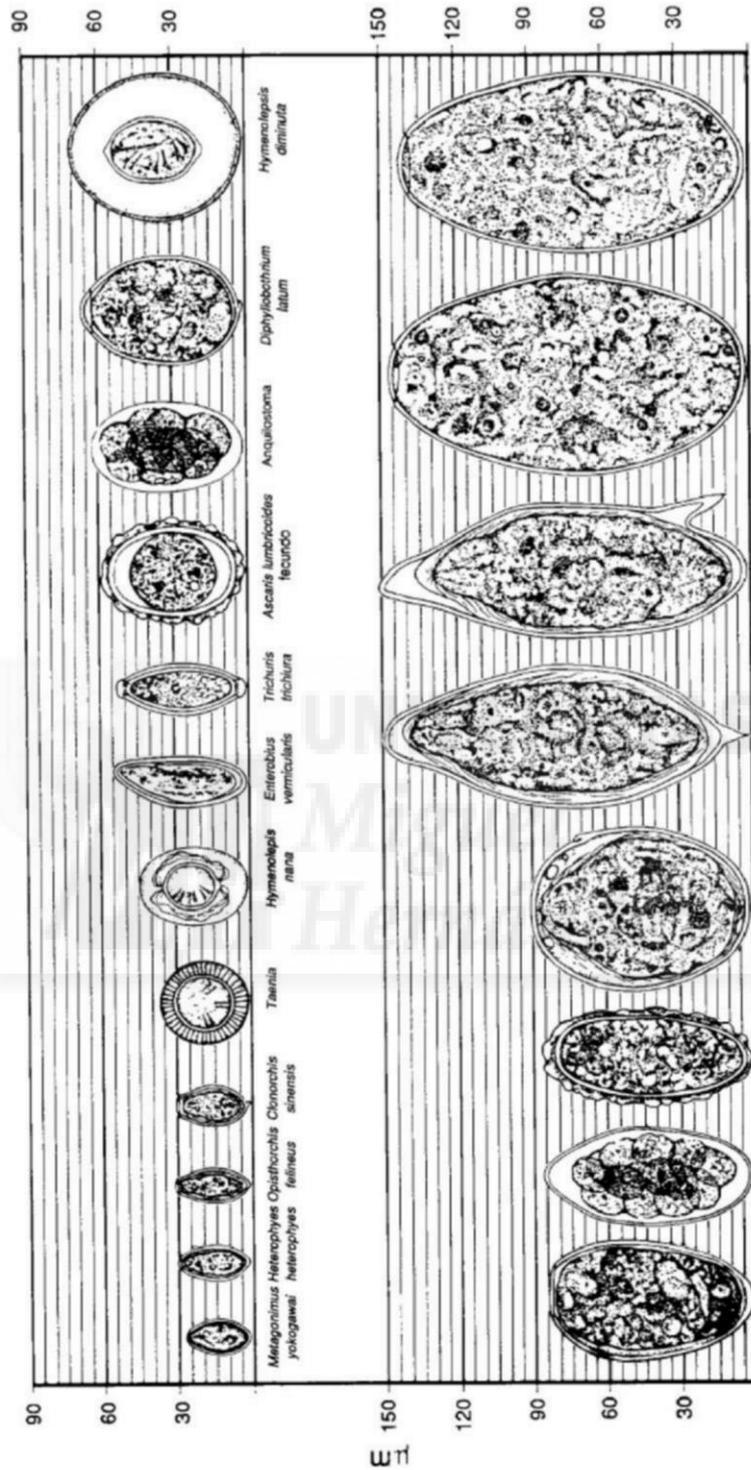
**Fig. 7. Clave de identificación de quistes de amebas y flagelados**



Morfología de los quistes de protozoos intestinales.

Fig. 4 Identificación de parásitos intestinales: helmintos

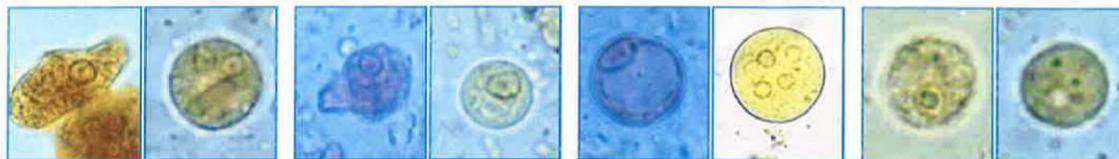
TAMAÑOS RELATIVOS DE LOS HUEVOS DE HELMINTOS\*



\* Se han omitido *Schistosoma mekongi* y *Schistosoma intercalatum*.

## Trofozoítos, Quistes, Larvas y Huevos

### Trofozoites, Cystics, Larvas & Eggs

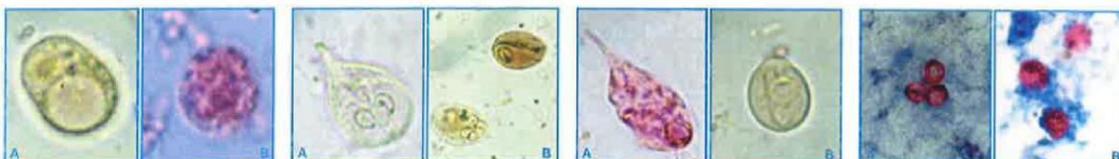


*Entamoeba nistolytica / E. dispar*: trofozoito (A) y quiste inmaduro (B) teñidos con Lugol (A: 10-60  $\mu\text{m}$ ; B: 10-20  $\mu\text{m}$ ).

*Entamoeba hammanni*: (A) trofozoito en MIF (5-12  $\mu\text{m}$ ); (B) quiste inmaduro con Lugol (5-10  $\mu\text{m}$ ).

*Entamoeba coli*: (A) quiste inmaduro en MIF (10-35  $\mu\text{m}$ ); (B) quiste maduro con Lugol (10-35  $\mu\text{m}$ ).

*Endolimax nana*: trofozoito (A) y quiste maduro (B) con Lugol (A: 6-12  $\mu\text{m}$ ; B: 5-10  $\mu\text{m}$ ).

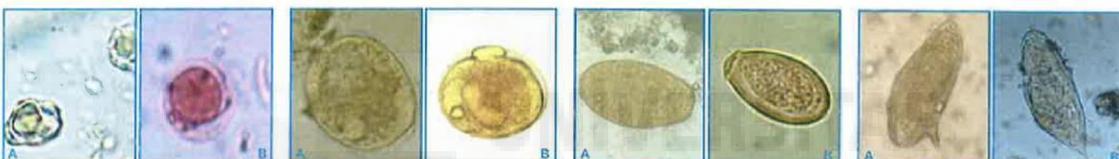


*Iodamoeba buetschlii* (A); quiste con lugol (5-20  $\mu\text{m}$ ); *Dientamoeba fragilis* (B): trofozoito en IIF (5-15  $\mu\text{m}$ ).

*Giardia intestinalis*: (A) trofozoito (10-20  $\mu\text{m}$ ); (B) dos quistes con Lugol (8-19  $\mu\text{m}$ ).

*Chilomastix mesnili*: (A) trofozoito en MIF (6-20  $\mu\text{m}$ ); (B) quiste con Lugol (5-9  $\mu\text{m}$ ).

*Cyclospora* sp. (A) y *Cyclospora javanensis* (B): oocistos con Ziehl-Neelsen modificado (A: 4-6  $\mu\text{m}$ ; B: 7.5-10  $\mu\text{m}$ ).

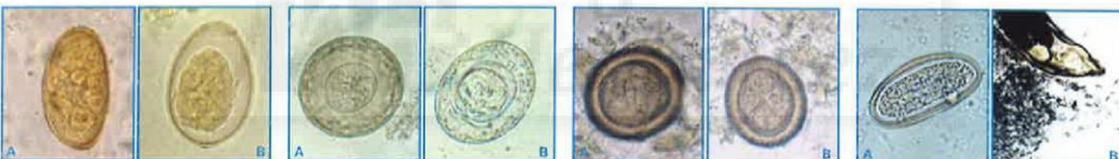


*Blastocystis hominis*: formas trofozoicas vacuolares en vision directa (A) y en MIF (B) (4-30  $\mu\text{m}$ ).

*Balantidium coli*: (A) trofozoito en vision directa (50-200  $\mu\text{m}$ ); (B) quiste con Lugol (50-70  $\mu\text{m}$ ).

*Fasciola hepatica* (A) y *Clonorchis sinensis* (B): huevos en sedimentos de tecnica de concentracion (A: 130-150 x 63-90  $\mu\text{m}$ ; B: 25-35 x 11-19  $\mu\text{m}$ ).

*Schistosoma mansoni* Z(A) y *S. haematobium* (B): huevos en sedimentos de tecnica de concentracion (A: 114-180 x 45-73  $\mu\text{m}$ ; B: 112-170 x 40-70  $\mu\text{m}$ ).

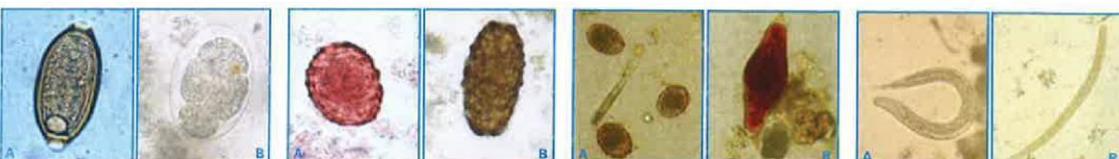


*Paragonimus* spp. (A) y *Diphyllobothrium* spp. (B): huevos en sedimentos de tecnica de concentracion (A: 60-120 x 40-70  $\mu\text{m}$ ; B: 58-76 x 40-51  $\mu\text{m}$ ).

*Hymenolepis diminuta* (A) e *Hymenolepis nana* (B): huevos en sedimentos de tecnica de concentracion (A: 70-86 x 60-80  $\mu\text{m}$ ; B: 40-60 x 30-50  $\mu\text{m}$ ).

*Taenia* spp.: huevos en sedimentos de tecnica de concentracion (30-44  $\mu\text{m}$ ).

*Enterobius vermicularis*: (A) huevo en vision directa; (B) extremo anterior de una hembra con huevos (A: 50-60 x 20-30  $\mu\text{m}$ ).



*Trichouris trichiura* (A) y Ancilostomido (*Ancylostoma* - *Necator*) (B): huevos en sedimentos de tecnica de concentracion (A: 50-55 x 22-24  $\mu\text{m}$ ; B: 55-75 x 36-40  $\mu\text{m}$ ).

*Ascars lumbricoidea*: (A) huevo fértil en MIF; (B) huevo infértil en vision directa (A: 55-75 x 35-50  $\mu\text{m}$ ; B: 85-95 x 43-47  $\mu\text{m}$ ).

*Ascars lumbricoidea* (A) y *Schistosoma intercalatum* (B) y Ancilostomido (B1): huevos con Lugol (A: 55-75 x 35-50  $\mu\text{m}$ ; B: 85-95 x 43-47  $\mu\text{m}$ ; B1: 140-240 x 50-85  $\mu\text{m}$ ; B1 An: 55-75 x 36-40  $\mu\text{m}$ ).

*Strongyloides stercoralis*: larvas raditoides (L1) sin teñir (A) y con Lugol (B) (180-380 x 14-20  $\mu\text{m}$ ).

Realizado en heces fijadas (en REAL SAF; REAL FIX; REAL MIF) y con REAL Solución Concentradora y REAL test de Graham. Fotos cortesía Dr. J. Guillermo Esteban, Prof titular de Parasitología. Departamento de Parasitología, Facultad de Farmacia, Universitat de València.

Made on fixed faeces (using REAL SAF; REAL FIX; REAL MIF) and using REAL Concentration Solution and REAL Graham's Test. Pictures courtesy by J. Guillermo Esteban PhD, Prof of Parasitology. parasitology Department, Faculty of Pharmacy, University of València.

Pida un póster para su laboratorio ahora enviando un mail con sus datos a la dirección:  
[marketing@durviz.com](mailto:marketing@durviz.com)

Fotomicrografías de algunos trofozoitos, quistes, larvas y huevos de enteroparásitos.

## **8. BIBLIOGRAFÍA**

1. López-Rodríguez MJ, Pérez-López MD. Parasitosis intestinales. An Pediatr Contin. 2011;9(4):249-58
2. Mellado MJ, García-Hortelano M, Cilleruelo MJ. Otras parasitosis importadas. An Pediatr Contin. 2005;3:229-38.
3. Chover Lara JL, Borrás Moliner MJ, Gozalbo M, Muñoz-Antoli Candela C, Manrique I, Puchades Oliver C, et al. Parasitosis intestinales en escolares de la ciudad de Valencia. Boletín epidemiológico semanal. Centro Nacional de Epidemiología. 2010;(18):69-76 ISSN: 1135 - 6286
4. Muñoz-Moltó JM, Bornay-Llinares FJ, Navarro-i-Martínez L, Hernández-Ortega R, Torrús D. Prevalencia de Enteroparasitosis en la población infantil asistente a guarderías públicas en la ciudad de Alcoy Alicante España. XV Congreso Latinoamericano de Parasitología. Sao Paulo Brasil. Jornal Brasileiro de Parasitología. 2001;(37):144. ISSN 0104 3000
5. Romero González J, López Casado MA. Parasitosis intestinales. En: Peña Quintana J. Protocolos de gastroenterología, hepatología y nutrición. 2ª edición. Madrid: Ergón; 2010. 143-9. ISBN: 978-84-8473-869-5
6. De Carli G. Parasitologia Clínica: seleção de métodos e técnicas de laboratório para o diagnóstico das parasitoses humanas. Sao Paulo: Editora Atheneu; 2001.
7. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [18 de octubre de 2016; visitado el 30 de mayo de 2017]. Disponible en [www.cdc.gov/parasites/cysticercosis/es/prevencion.html](http://www.cdc.gov/parasites/cysticercosis/es/prevencion.html)
8. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [12 de abril de 2017; visitado el 30 de mayo de 2017]. Disponible en <https://www.cdc.gov/spanish/especialescdc/lavarmanos/>
9. Aparicio Rodrigo M, Tajada Alegre P. Parasitosis intestinales. Pediatr Integral 2007; XI (2): 149-160.

10. Tajada Alegre P, Boígas Roldan C, García Collía M, Tobar Izquierdo M, Pérez-Maroto F, Sacristán Escudero B, et al. Estudio epidemiológico de las parasitosis intestinales 2000-2001 en población ambulatoria del Área 1 de la Comunidad de Madrid. *An Clin.* 2002; 27:47-58.

11. Pardo J, Pérez-Arellano JL, Galindo I, Belhassen M, Cordero M, Muro A. Diagnóstico de helmintiasis importadas. *Enferm Infecc Microbiol Clin.* 2007;25:329-35.

12. Belda Rustarazo S, Morales Suarez-Varela, Garcia Antequera M, Esteban Sanchos JG. Enteroparasitosis en población escolar de Valencia. *Aten Primaria.* 2008;40:641-5.

13. Jarabo MT, García-Morán NP, García-Morán JI. Prevalencia de parasitosis intestinales en una población escolar. *Enferm Infecc Microbiol Clin.* 1995;13:464-8.

14. Saiman L, Aronson J, Zhou J, Gómez-Duarte C, Gabriel PS, Alonso M, et al. Prevalence of infectious diseases among in Prevalence of infectious diseases among internationally adopted children. *Pediatrics.* 2001;108:608-12.

15. Sonogo M, García Pérez J, Pereira Candel J. Problemas de salud de los niños extranjeros adoptados en España. *Med Clin (Barc)* 2002; 119 (13): 489-91.

16. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [18 de octubre de 2016; visitado el 30 de mayo de 2017]. Disponible en <https://www.cdc.gov/parasites/es/about.html>

17. Lema R. Prevalencia de helmintos gastrointestinales céstodos y nemátodos en caninos de la ciudad de Cuenca: Universidad de Cuenca; 2012.

18. Cordero del Campillo M, Rojo Vázquez F, Martínez Fernández A, Sánchez Acedo C, Hernández Rodríguez S, Navarrete López I, et al. *Parasitología veterinaria*. 1ª ed. McGraw-Hill Interamericana, editor. España. 2000.

Aproximación al estudio de las enteroparasitosis en el  
C.E.I.P. Princesa de Asturias de Elche (Alicante)

19. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [10 de enero de 2013; visitado el 31 de mayo de 2017]. Disponible en <https://www.cdc.gov/parasites/whipworm/>
20. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [18 de marzo de 2015; visitado el 31 de mayo de 2017]. Disponible en <https://www.cdc.gov/parasites/ascariasis/biology.html>
21. Botero D, Restrepo M. Parasitosis Humanas. 3ª ed. (CIB) Cpib, Medellín, Colombia. 1998
22. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [13 de mayo de 2016; visitado el 31 de mayo de 2017]. Disponible en <https://www.cdc.gov/dpdx/taeniasis/>
23. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [18 de octubre de 2016; visitado el 31 de mayo de 2017]. Disponible en <https://www.cdc.gov/parasites/es/about.html>
24. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [22 de julio de 2015; visitado el 1 de junio de 2017]. Disponible en <https://www.cdc.gov/parasites/giardia/>
25. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [03 de mayo de 2016; visitado el 3 de junio de 2017]. Disponible en <https://www.cdc.gov/dpdx/giardiasis/>
26. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [03 de mayo de 2016; visitado el 4 de junio de 2017]. Disponible en <https://www.cdc.gov/dpdx/intestinalamebae>

27. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [03 de mayo de 2016; visitado el 5 de junio de 2017]. Disponible en <https://www.cdc.gov/dpdx/blastocystis/>

28. Centro para el Control y la Prevención de Enfermedades [Sede web]. España [03 de mayo de 2016; visitado el 5 de junio de 2017]. Disponible en <https://www.cdc.gov/dpdx/enteromonas/>

