

# DIAGNÓSTICO DE ENTEROPARASITOSIS HUMANAS: Imágenes y procedimientos habituales

Facultad de Medicina

Ana María Acuña Zúñiga  
Fiorella Cabrera de los Santos  
Ana María Combol Martínez  
Nora Fernández Acosta  
Elisa Figueredo Alonzo  
Telma González Ortiz  
Anaydé Lena Lacuesta  
Cecilia Tort Canto

COMISIÓN SECTORIAL DE EDUCACIÓN PERMANENTE



UNIVERSIDAD  
DE LA REPÚBLICA  
URUGUAY

ÁREA CIENCIAS  
DE LA SALUD

**SD**

# DIAGNÓSTICO DE ENTEROPARASITOSIS HUMANAS:

---

## Imágenes y procedimientos habituales

Facultad de Medicina

Ana María Acuña Zúñiga  
Fiorella Cabrera de los Santos  
Ana María Combol Martínez  
Nora Fernández Acosta  
Elisa Figueredo Alonzo  
Telma González Ortiz  
Anaydé Lena Lacuesta  
Cecilia Tort Canto

---



**Rector de la Universidad de la República:** Dr. Roberto Markarian

**Pro. Rector de Enseñanza:** Prof. Fernando Peláez

**Comisión Sectorial de Educación Permanente (CSEP)**

Dr. David González Berrutti (Presidente) / Ingeniero Agrónomo Mario Jaso (Director de la Unidad Central de Educación Permanente - UCEP) / Licenciada en Sociología Silvana Maubrigades (Área Ciencias Sociales y Artísticas) / Magíster Licenciada en Nutrición Luisa Saravia (Área Ciencias de la Salud) / Química Farmacéutica Alicia Calzolari (Área de las Tecnologías y Ciencias de la Naturaleza y el Hábitat) / Ingeniero Agrónomo José Luis Álvarez (Centros Universitarios del Interior) / Dra. Beatriz Goñi (Orden Docente) / Msc. Mario Piaggio (Orden Egresados) / Magíster Arquitecto Roberto Langwagen (Secretario)

**Decano o Director del servicio al que pertenece la publicación:** Dr. Fernando Tomasina

**Encargado de Educación Permanente del servicio:** Sra. Laura Cestau

**Responsable académico de la publicación:** Dra. Ana María Acuña Zúñiga

**Coordinador de la publicación:** Dra. Anaydé Lena Lacuesta

**Evaluadores externos de la publicación:**

Dr. Carlos Carmona / Dra. Elena Zanetta

**Diseño Gráfico Original:**

Claudia Espinosa - Arq. Alejandro Folga - Arq. Rosario Rodríguez Prati.

**Corrección de estilo:** Natalia Chiesa

**Puesta en página:** Andrea Duré

**Fecha de publicación:** Setiembre de 2017

ISBN: 978-9974-0-1489-3

ESTA PUBLICACIÓN FUE FINANCIADA POR LA  
COMISIÓN SECTORIAL DE EDUCACIÓN PERMANENTE

EDITADA POR EDICIONES UNIVERSITARIAS  
(Unidad de Comunicación de la Universidad de la República – Ucur)

AGRADECIMIENTO .....	5
INTRODUCCIÓN.....	7
PRÓLOGO .....	9
DIAGNÓSTICO DE ENTEROPATÓGENOS.....	11
PRIMERA PARTE: IMÁGENES.....	13
Protozoarios Patógenos .....	14
Protozoarios de patogenicidad discutida.....	22
Enteroparásitos oportunistas.....	33
Nematodes.....	40
Platelmintos.....	51
Seudoparásitos .....	60
Cristales de Charcot-Leyden.....	79
SEGUNDA PARTE: PROCEDIMIENTOS.....	81
Examen coproparasitario .....	82
Método de la espátula adhesiva para diagnóstico de oxiuros... ..	93
Métodos biológicos.....	94
Tinciones o coloraciones.....	98
Coproantígenos .....	110
Bioseguridad .....	112
Recolección de muestras .....	114

REFERENCIAS	
Electrónicas.....	117
Bibliográficas.....	117
Trabajos nacionales en orden cronológico.....	118
PALABRAS FINALES .....	129

# AGRADECIMIENTO

---

A la Br. Fernanda Méndez Pignatta, Ayudante del Departamento de Parasitología y Micología, por su colaboración en el registro de algunas imágenes fotográficas.



# INTRODUCCIÓN

Con el apoyo de la Comisión Sectorial de Educación Permanente, se ha desarrollado, desde el año 2011, un curso anual de Diagnóstico de Enteroparasitosis Humanas, dirigido a egresados: a licenciados, técnicos y auxiliares en Laboratorio Clínico, y a biólogos, bioquímicos, médicos y químicos que se desempeñan en laboratorios, tanto del ámbito público como privado, realizando el diagnóstico de las parasitosis intestinales humanas. Esta iniciativa ha sido organizada en conjunto entre el Grupo IDEAS del Sector Enteroparasitosis del Departamento de Parasitología y Micología del Instituto de Higiene y la carrera de Laboratorio Clínico de la Escuela Universitaria de Tecnología Médica, de la Facultad de Medicina de la Universidad de la República.

El objetivo ha sido mejorar el desempeño de los colegas que trabajan en una de las áreas más postergadas del laboratorio y contribuir a optimizar la calidad del diagnóstico parasitológico, brindando asesoramiento y respaldo técnico a los participantes.





# PRÓLOGO

---

Con mucho agrado, presentamos esta compilación de imágenes titulada *Diagnóstico de enteroparasitosis humanas: imágenes y procedimientos habituales*, preparada por el equipo de la Sección Enteroparasitosis de nuestro Departamento, bajo la dirección de la Profesora Agregada Doctora Ana María Acuña.

Las imágenes han sido una herramienta esencial en la formación parasitológica y micológica desde tiempos remotos: desde las que ofrecía la microscopía en sus inicios y las maravillosas piezas esculpidas en cera (de las cuales se conservan algunas testimoniales en el Departamento) hasta la actual utilización de imágenes electrónicas.

Unas y otras, más allá de los productos obtenidos, tienen por detrás un gran esfuerzo de sus creadores. Significan mucha dedicación a la tarea, imaginación y convicción de que los efectos visuales ofrecen un impacto educativo singular.

Las imágenes han sido tomadas en los últimos años con el fin de apoyar los procesos de formación que lleva adelante el equipo de enteroparasitosis, en particular, el curso anual de Diagnóstico de Enteroparasitosis Humanas, que recibe apoyo de la Comisión Sectorial de Educación Permanente. Dicho curso está dirigido a egresados de las distintas ramas de la salud que se desempeñan en laboratorios de todo el país, con el propósito de contribuir a la mejora continua de su desempeño.

No obstante, la disponibilidad virtual abierta de estos materiales, ordenados e indexados, a disposición de egresados, estudiantes y otros interesados, sin dudas, constituirá una formidable documentación de apoyo para la autoformación o para enriquecer el conocimiento de los que accedan a ella.

Felicitemos y agradecemos al grupo IDEAS de la Sección Enteroparasitosis quienes, junto con integrantes de la carrera de Laboratorio Clínico de la Escuela Universitaria de Tecnología Médica, han desarrollado este tan destacado trabajo.

Montevideo, 3 de agosto de 2016

*Profesor Doctor Luis Calegari*

Director del Departamento de Parasitología y Micología



# DIAGNÓSTICO DE ENTEROPATÓGENOS

---

La identificación de los parásitos intestinales humanos se basa en el reconocimiento microscópico de sus diversos estadios evolutivos: trofozoítos, quistes, prequistes, ooquistes, esporas, huevos, larvas o adultos. Para ello, nos valemos de las características morfológicas más relevantes que permiten una correcta identificación.

## MOVILIDAD

En el caso de los trofozoítos de protozoarios, ellos pueden observarse en heces líquidas o semilíquidas, en un examen directo en fresco con solución fisiológica, en el que pueden apreciarse en el microscopio óptico sus movimientos, los cuales son diferentes según se trate de flagelados, ciliados o amebas.

## TAMAÑO

Es variable, no solo por las diferencias taxonómicas, sino también por los estadios evolutivos. Al observar un preparado con lugol parasitológico, si bien tiñe algunos organelos, tiende a retraer los quistes.

## NÚCLEOS, CITOPLASMA Y ORGANELOS

La presencia de estructuras del citoesqueleto, los órganos de motilidad, el número de núcleos, las características del cariosoma, la presencia o ausencia de vacuolas, el citoplasma hialino con aspecto grumoso por presencia de gránulos, estructuras como las barras cromatoidales, el citostoma, las células fagocitadas, etcétera, son aspectos muy importantes para realizar el diagnóstico parasitológico de protozoos.

En ocasiones, es necesario utilizar herramientas como las tinciones transitorias o las permanentes, las cuales tienen su valor, ya que,

para los coccidios como el *Cryptosporidium sp*, estas siempre deben realizarse.

A continuación, compartimos imágenes obtenidas por nuestro equipo durante el trabajo en el laboratorio de enteroparasitosis.

PRIMERA PARTE:

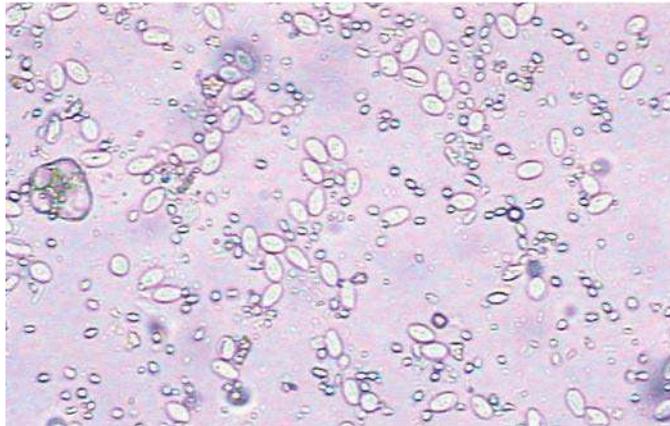
Imágenes



# PROTOZOARIOS PATÓGENOS

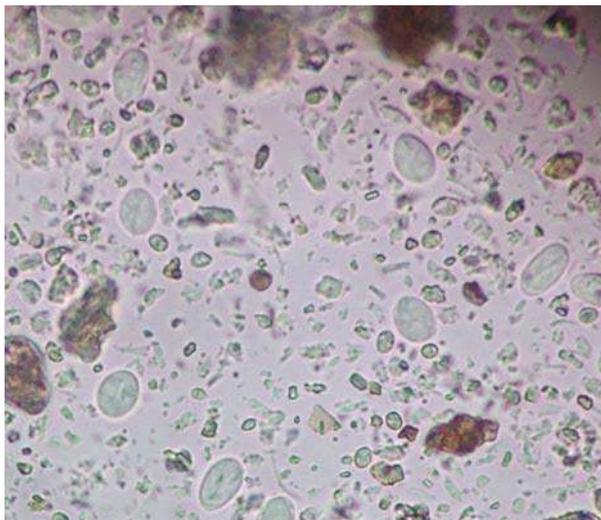
## *Giardia lamblia*

Quistes en fresco x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Quistes en fresco x400



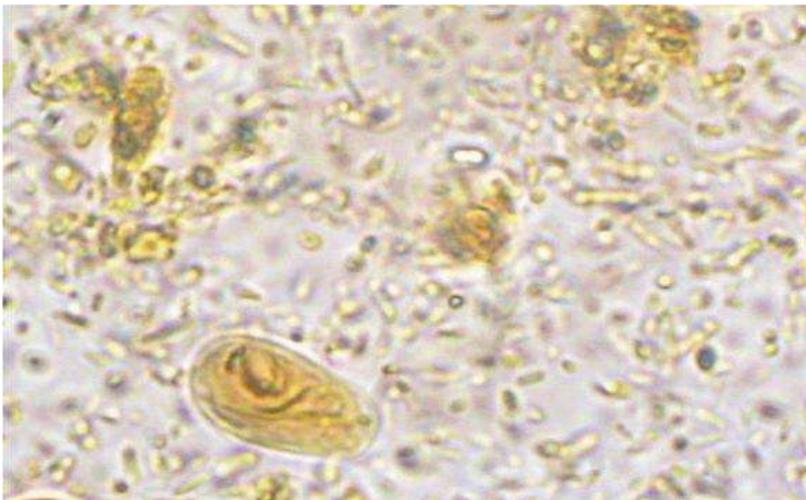
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Quistes con lugol x400



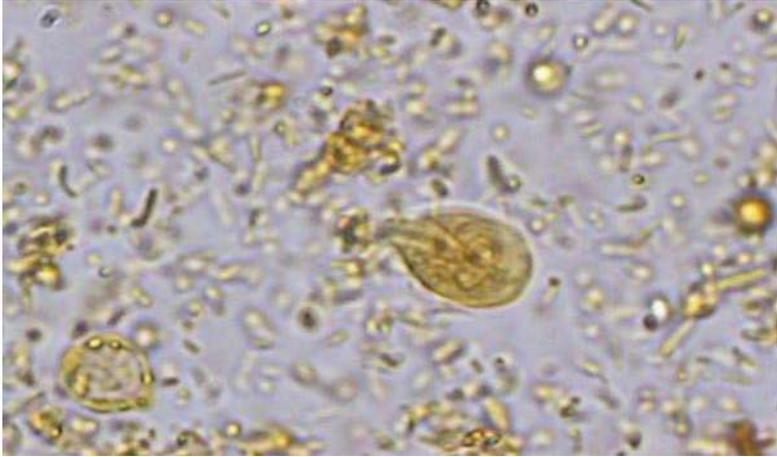
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Quistes con lugol x1000



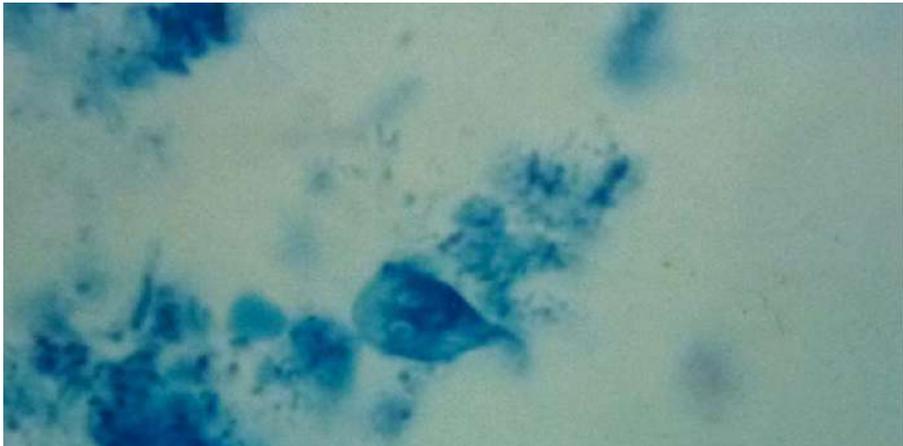
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Trofozoítos con lugol x1000



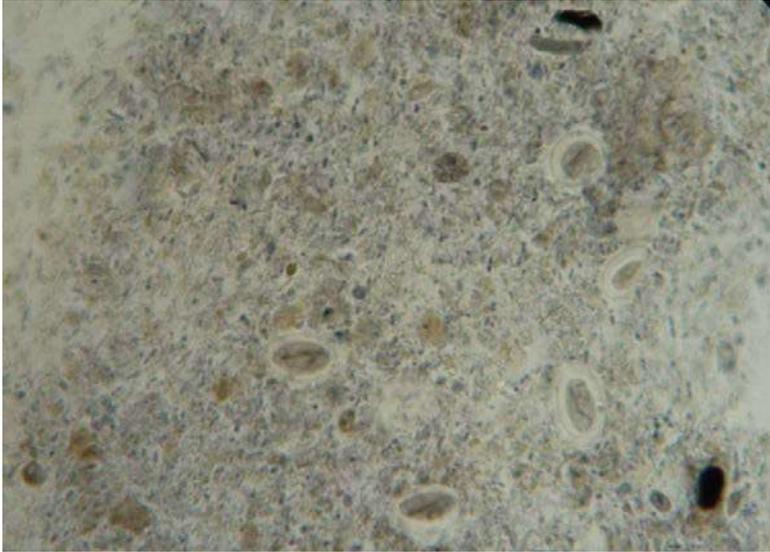
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Trofozoítos con hematoxilina férrica x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

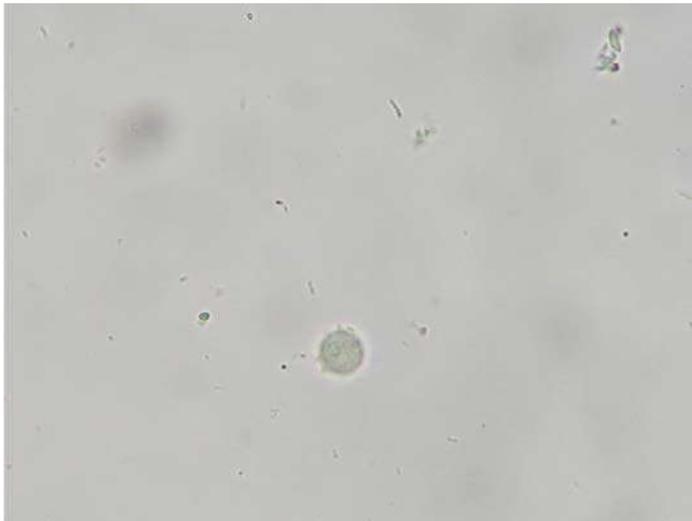
Quistes con hematoxilina férrica x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

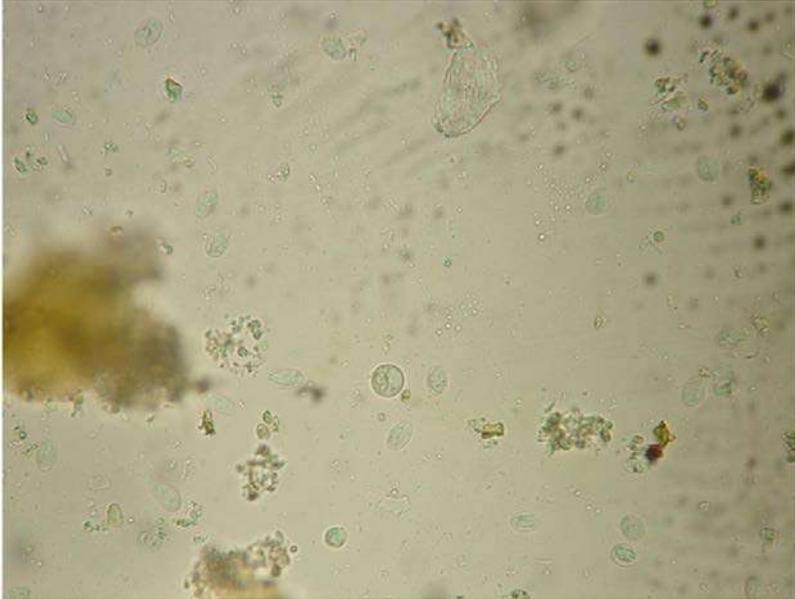
### *Entamoeba histolytica*

Quistes en fresco x400



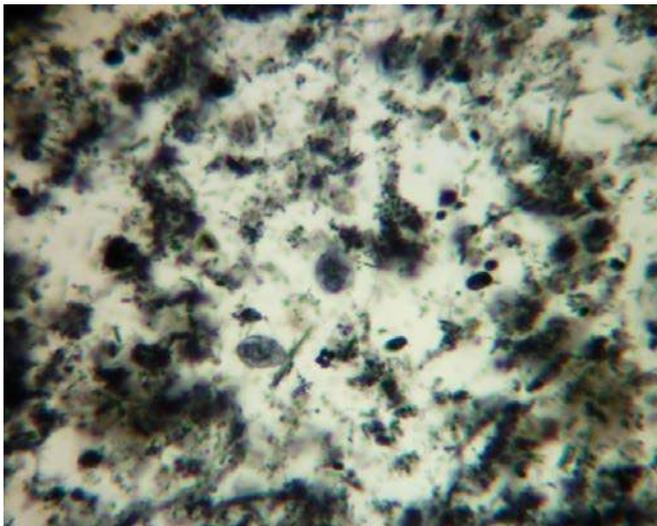
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Quiste con lugol x400



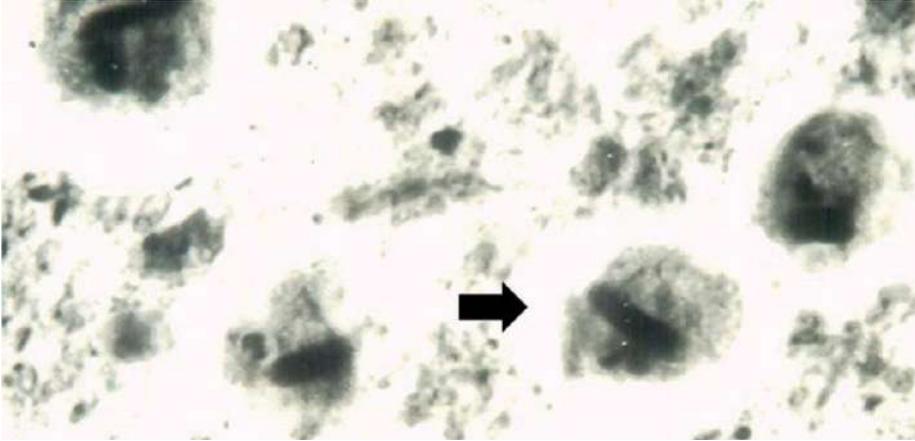
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Trofozoítos con hematoxilina férrica x400



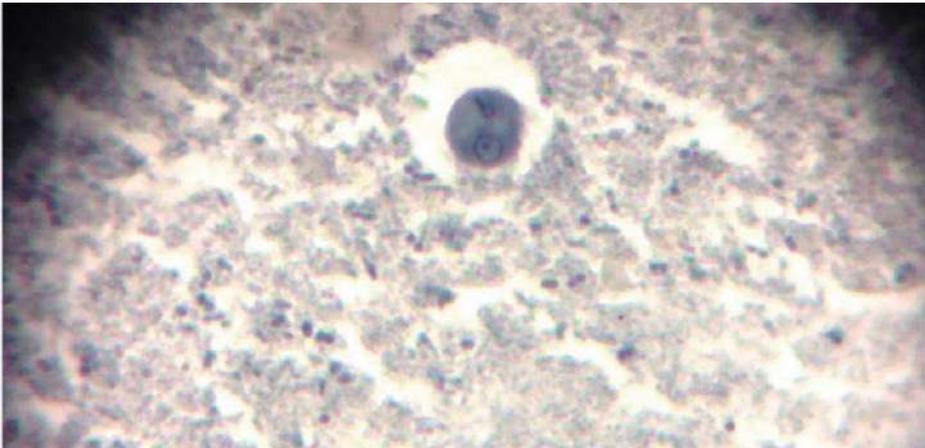
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Quiste con hematoxilina férrica x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

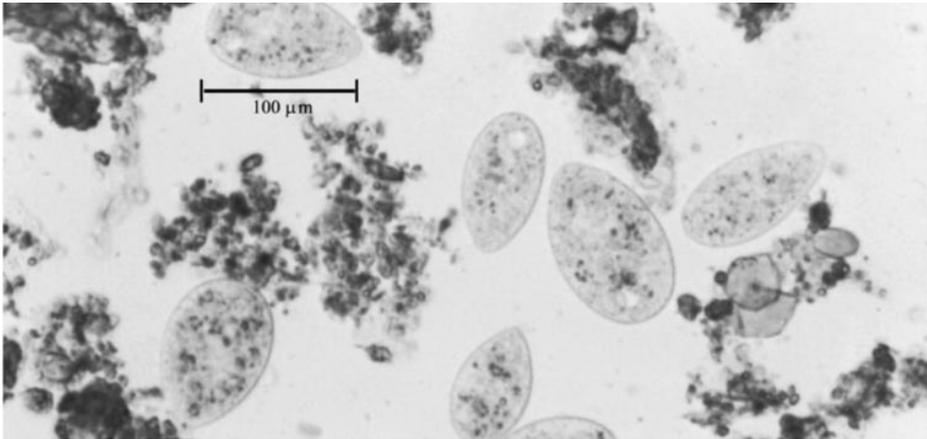
Quiste con hematoxilina férrica x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

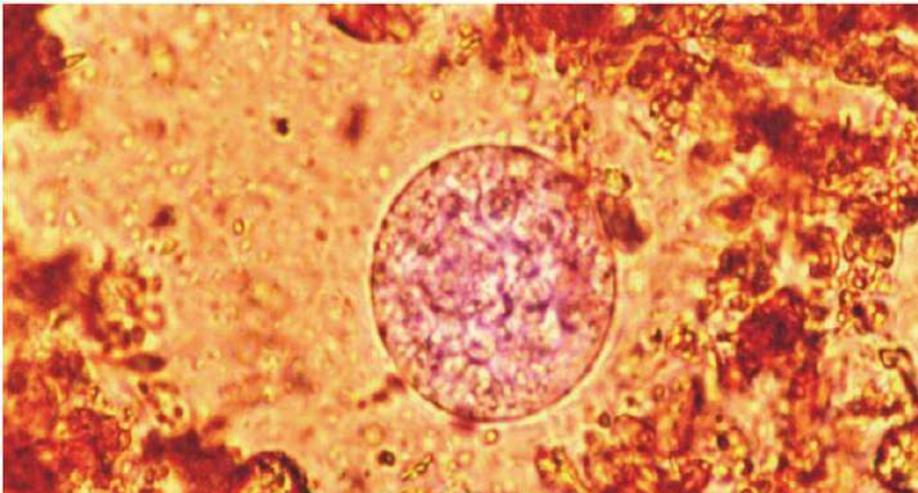
## *Balantidium coli*

Trofozoítos con hematoxilina férrica x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

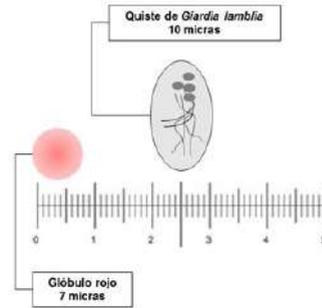
Quistes en fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Tabla 1. Dimensiones de los protozoarios entéricos patógenos

TROFOZOITOS DE LOS PROTOZOARIOS ENTÉRICOS PATÓGENOS	
ESPECIE	TAMAÑO
<i>Giardia lamblia</i>	Habitualmente 10 x 20 micras
<i>Entamoeba histolytica/dispar</i>	Habitualmente 15 x 20 micras
<i>Balantidium coli</i>	Habitualmente 40 x 50 micras
QUISTES DE LOS PROTOZOARIOS ENTÉRICOS PATÓGENOS	
ESPECIE	TAMAÑO
<i>Giardia lamblia</i>	Habitualmente 10 x 15 micras
<i>Entamoeba histolytica/dispar</i>	Habitualmente 12 x 15 micras
<i>Balantidium coli</i>	Habitualmente 40 x 50 micras



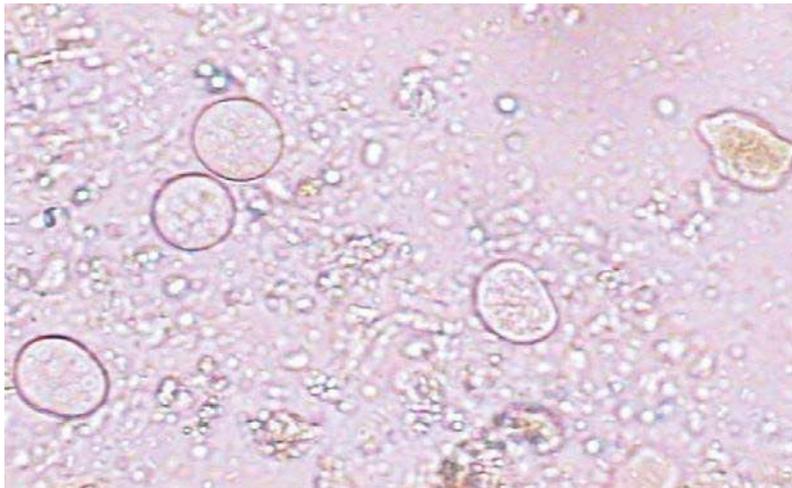
Dra. Nora Fernández

Fuente: Departamento de Parasitología y Micología, Facultad de Medicina (Udelar), Dra. Nora Fernández

# PROTOZOARIOS DE PATOGENICIDAD DISCUTIDA

## *Entamoeba coli*

Quistes en fresco x200



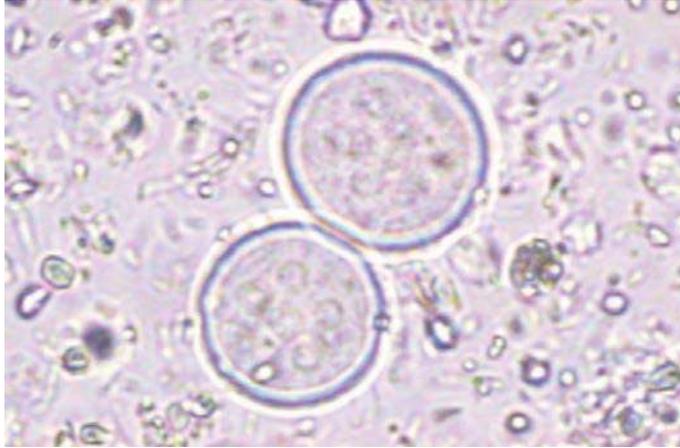
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Quistes con lugol x400



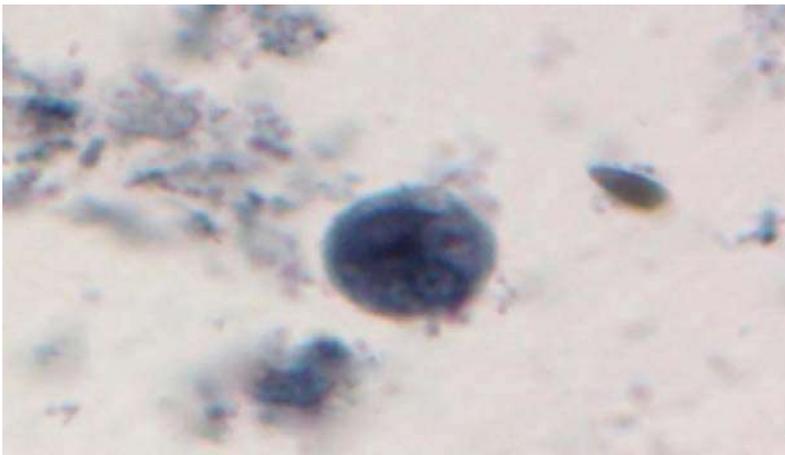
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Quistes en fresco x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Quistes con hematoxilina férrica x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

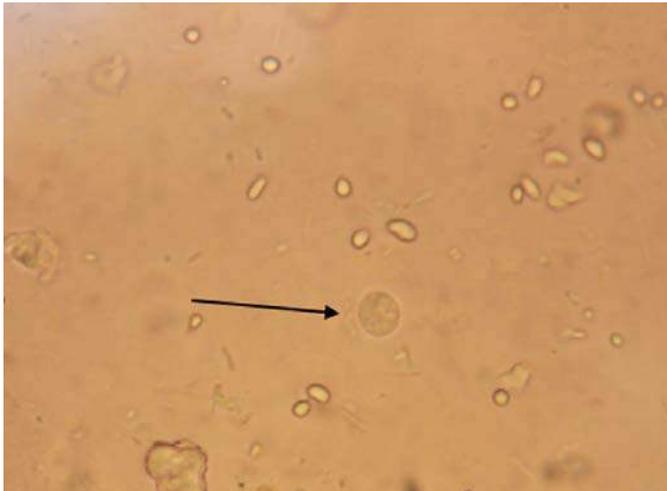
## *Entamoeba dispar*

Quistes en fresco x200



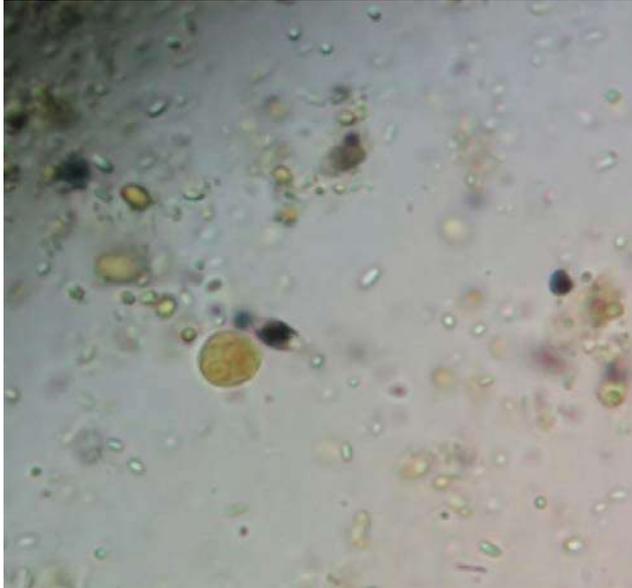
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Quistes en fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

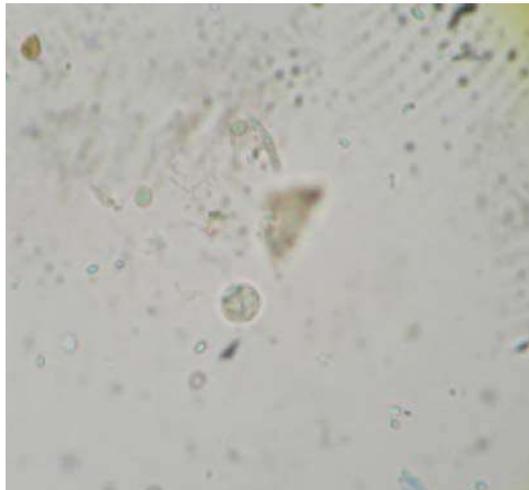
Quiste con lugol x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### *Entamoeba hartmanni*

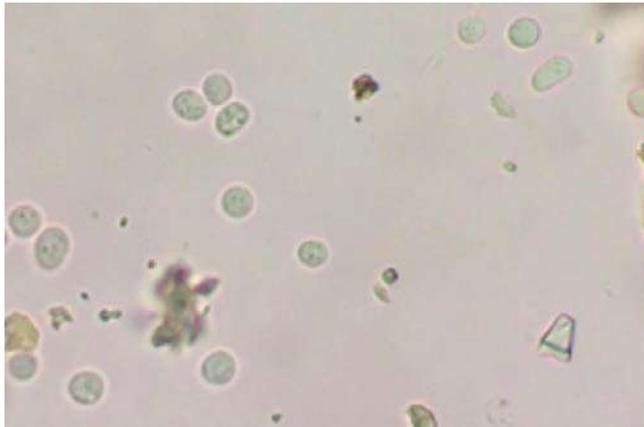
Quistes en fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

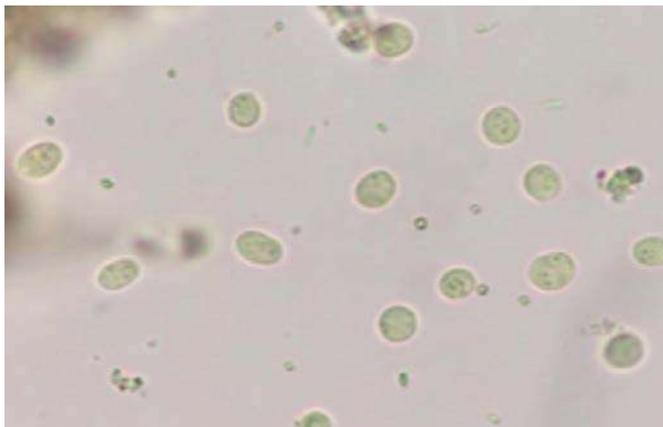
## *Endolimax nana*

Quistes en fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

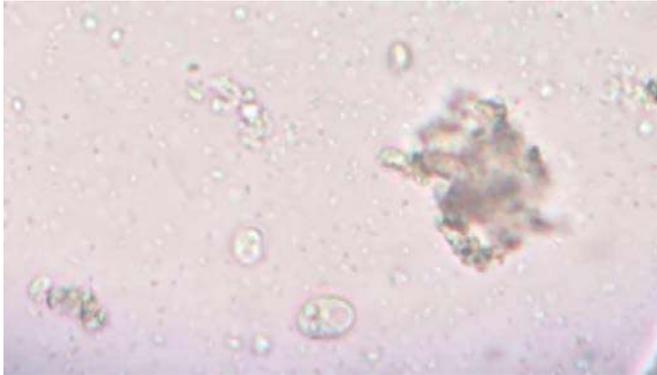
Quistes con lugol x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

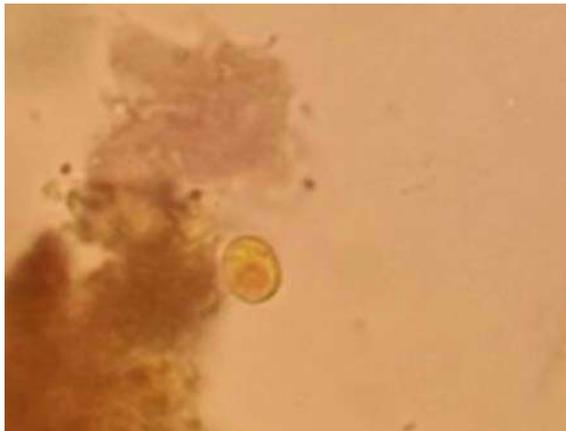
*Iodamoeba bütschlii*

Quiste en fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Quiste con lugol x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

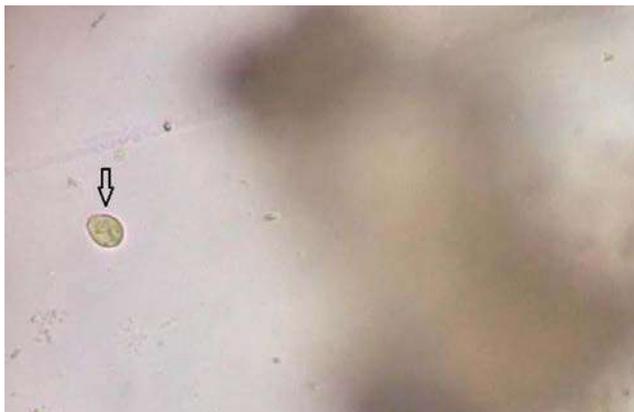
## *Chilomastix mesnili*

Quiste en fresco x200



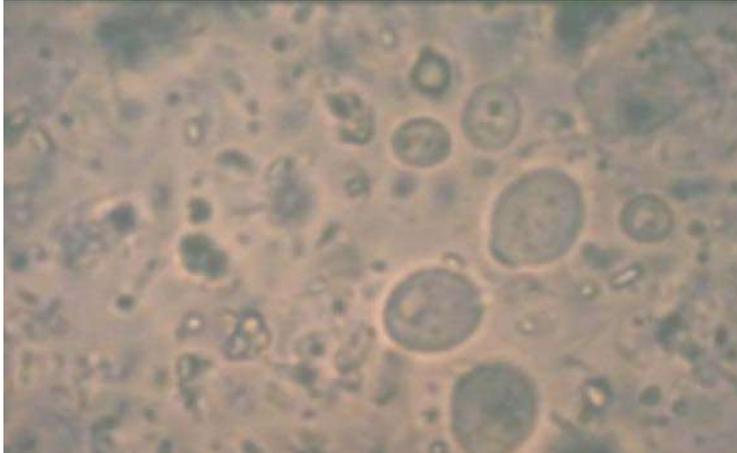
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Quiste con lugol x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

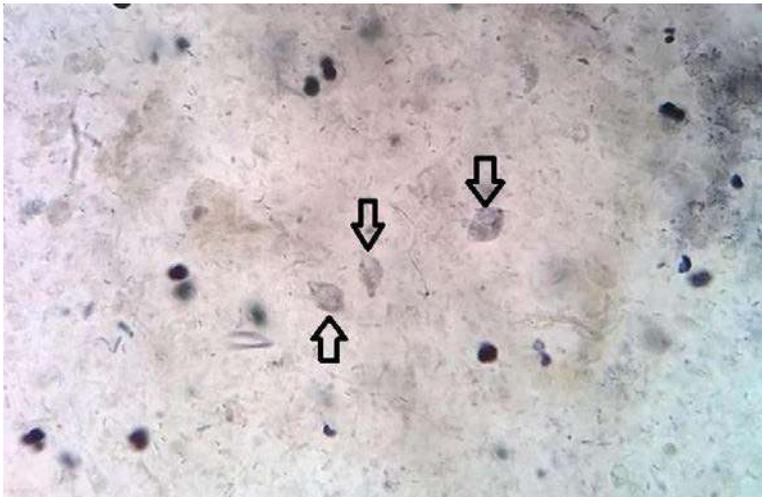
Quistes con hematoxilina férrica x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### *Pentatrichomonas hominis*

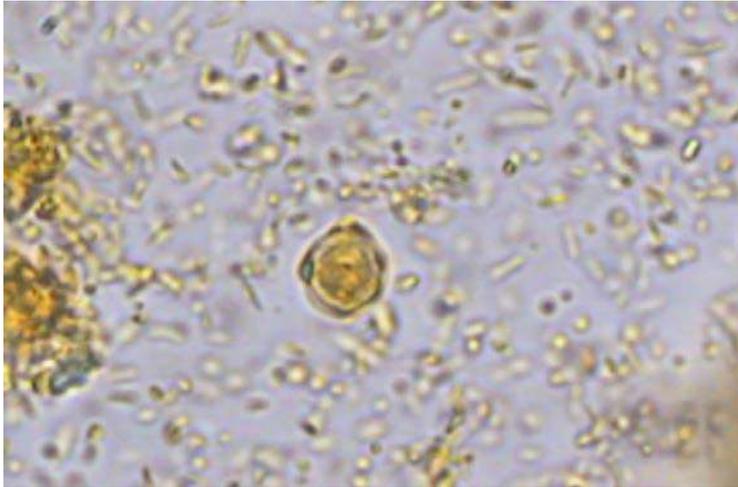
Trofozoítos con hematoxilina férrica x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## *Blastocystis spp*

Forma vacuolada con lugol x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Forma vacuolada en fresco x200



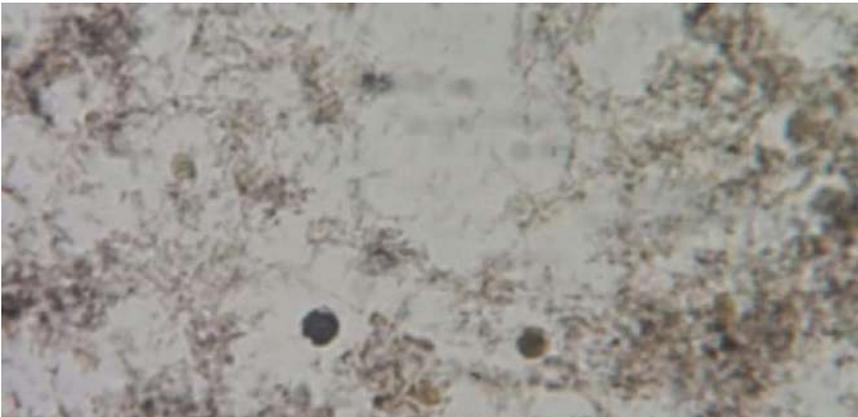
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Forma vacuolada en fresco x400



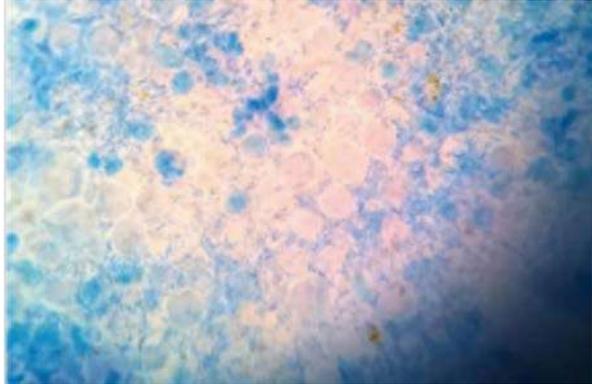
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Forma vacuolada hematoxilina férrica x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Forma vacuolada con Ziehl Neelsen x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Tabla 2. Dimensiones de los enteroparásitos de patogenicidad discutida

QUISTES DE LOS ENTEROPARÁSITOS DE PATOGENICIDAD DISCUTIDA	
ESPECIE	TAMAÑO
<i>Entamoeba coli</i>	12 - 25 micras
<i>Entamoeba hartmanni</i>	6 - 8 micras
<i>Entamoeba dispar</i>	12 - 15 micras
<i>Endolimax nana</i>	5 - 10 micras
<i>Iodamoeba butschlii</i>	10 - 12 micras
<i>Chilomastix mesnili</i>	6 - 10 micras
<i>Blaxitocystus</i> sp	10 - 20 micras

Forma vacuolada de *Blaxitocystus* sp variable 10 - 20 micras

Glóbulo rojo 7 micras

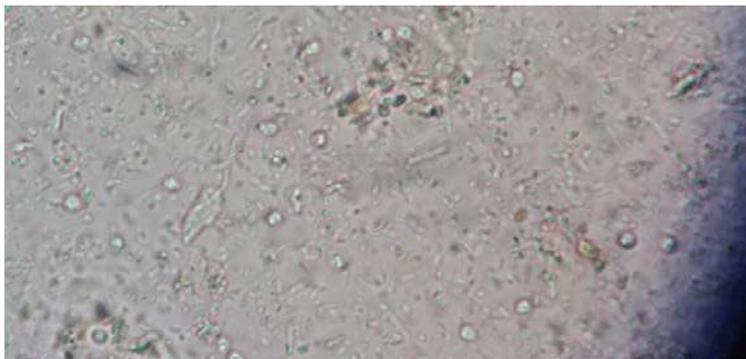
Dra. Nora Fernández

Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar), Dra. Nora Fernández

# ENTEROPARÁSITOS OPORTUNISTAS

## *Cryptosporidium* sp

Ooquistes en fresco x400



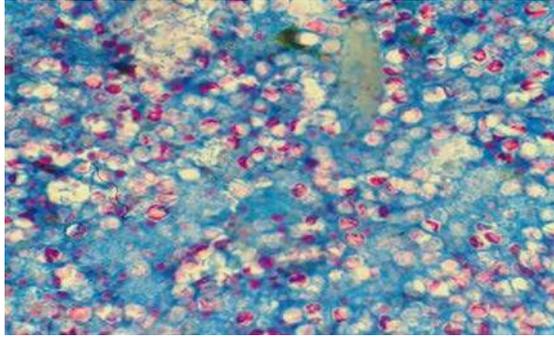
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Ooquistes con lugol x400



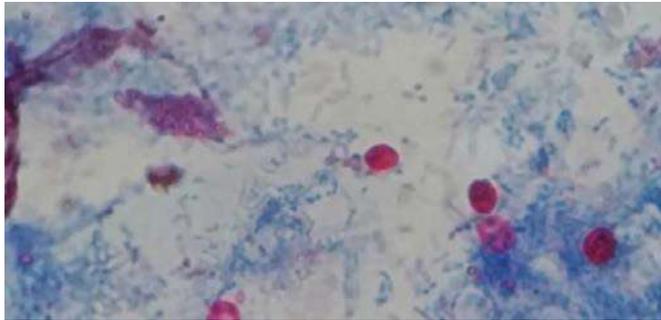
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Ooquistes con Kinyoun x400



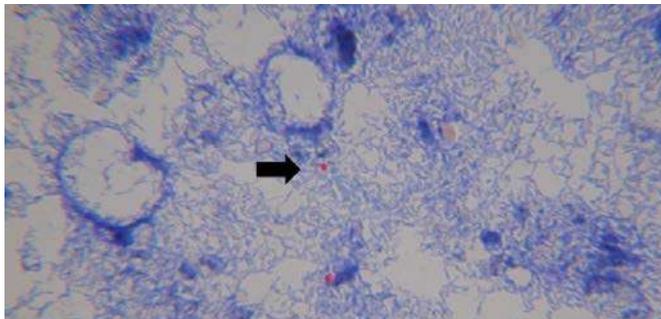
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Ooquistes con Kinyoun x1000



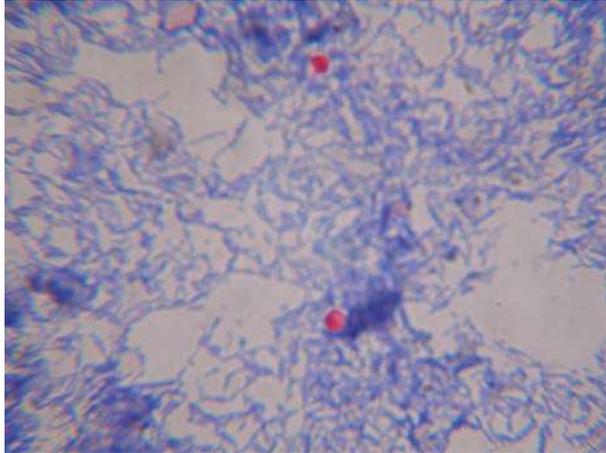
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Ooquistes con Safranina x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Ooquistes con safranina x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

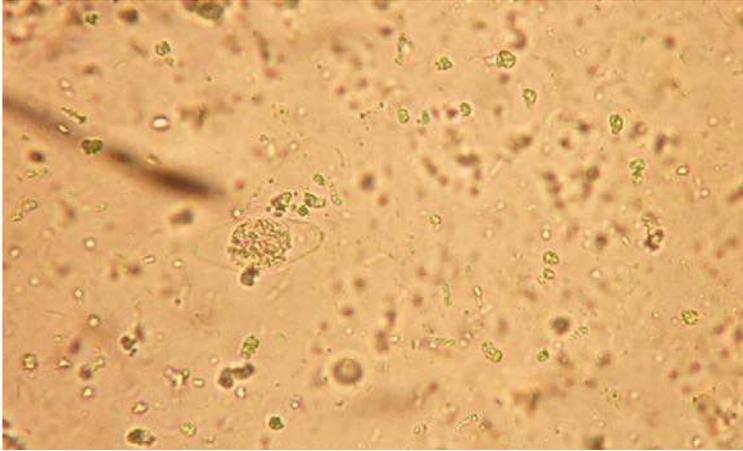
*Cystoisospora belli* (syn. *Isospora belli*)

Ooquistes en fresco x400



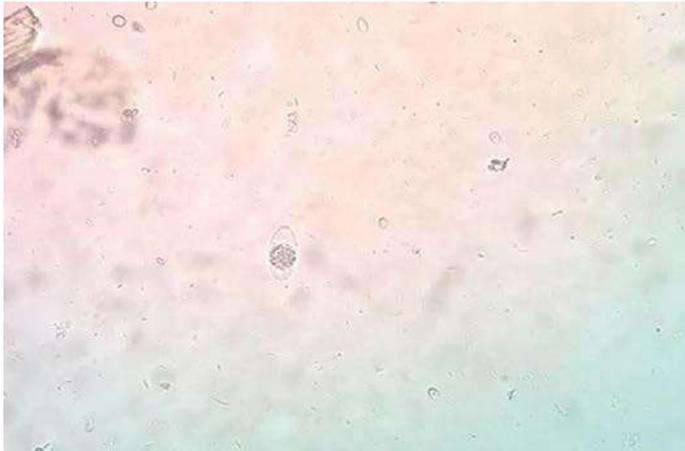
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Ooquistes con lugol x400



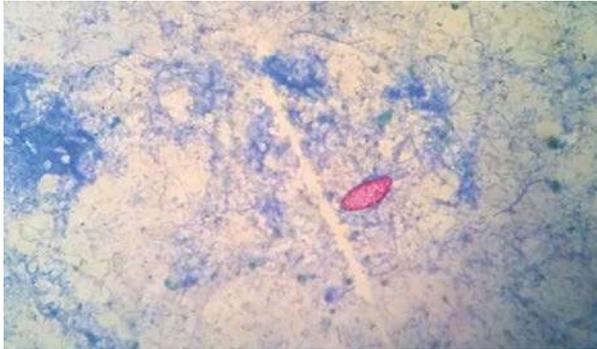
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Ooquistes en fresco x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Ooquistes con Kinyoun x400



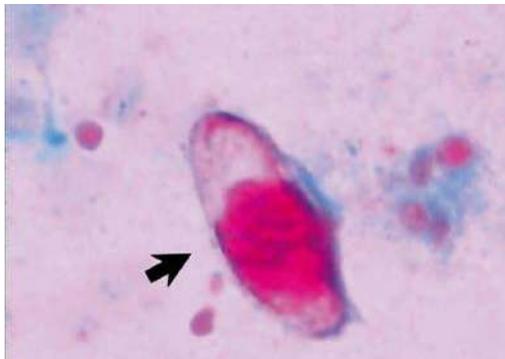
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Ooquistes con Kinyoun x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

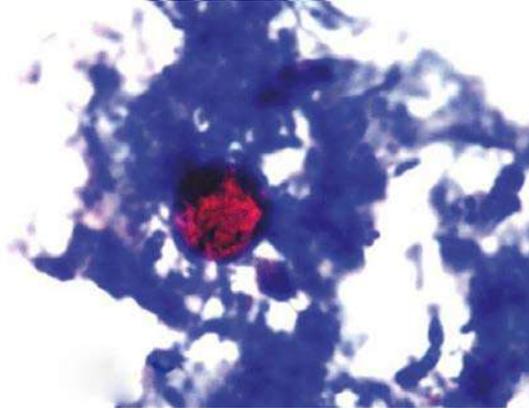
Ooquistes con Tricrómica Modificada por Didier x 1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## *Cyclospora cayetanensis*

Ooquistes con Kinyoun x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

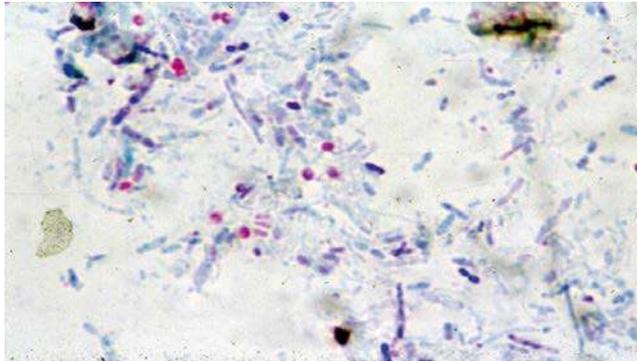
## Microsporidios

Esporas con tricrómica modificada x1000



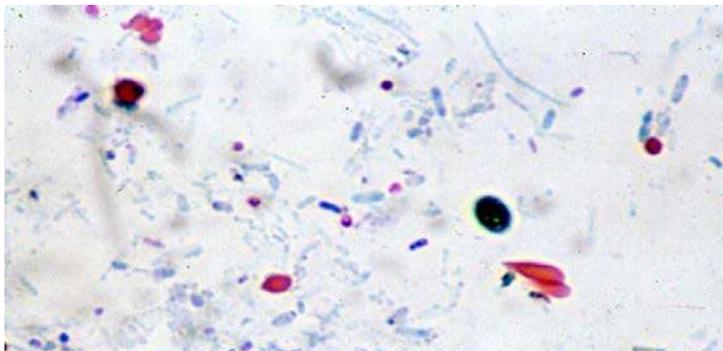
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Esporas con Gram cromotrope x 1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Esporas con Gram cromotrope x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Tabla 3. Dimensiones de los enteroparásitos oportunistas

PROTOZOARIOS ENTÉRICOS OPORTUNISTAS	
ESPECIE	TAMAÑO
<i>Cryptosporidium</i> sp	4-5 micras
<i>Cyclospora cayentanensis</i>	7-10 micras
<i>Isospora belli</i>	26 x 13 micras
ESPORAS DE MICROSPORIDIOS	
ESPECIE	TAMAÑO
<i>Enterocytozoon bienersi</i>	1,6 x 0,9 micras
<i>Encephalitozoon intestinales</i>	2 x 1,2 micras



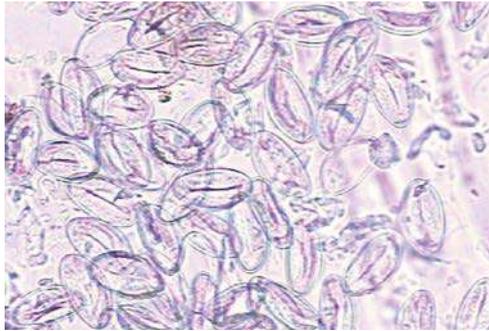
Dra. Nora Fernández

Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar), Dra. Nora Fernández

# NEMATODES

## *Enterobius vermicularis*

Huevos sin colorear x200



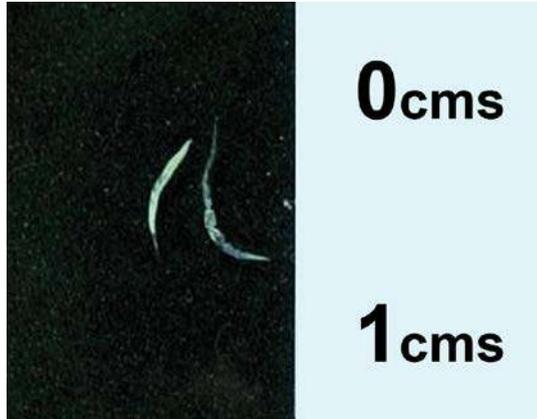
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Huevos sin colorear x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Ejemplares adultos hembra



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

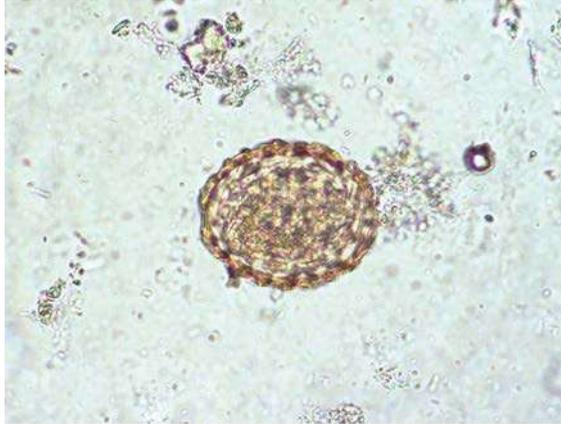
Adulto hembra con lupa



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## *Ascaris lumbricoides*

Huevos fecundados en fresco x200



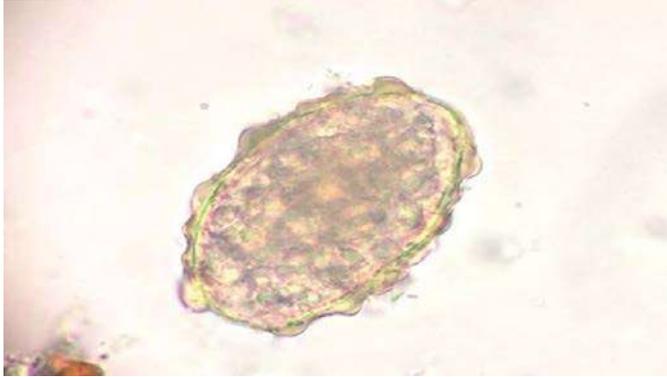
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Huevos fecundados en fresco x400



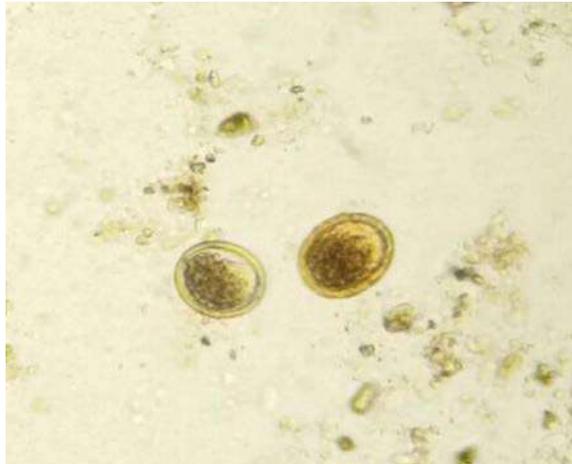
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### Huevos no fecundados en fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### Huevos decorticados en fresco x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### Adultos macho y hembra



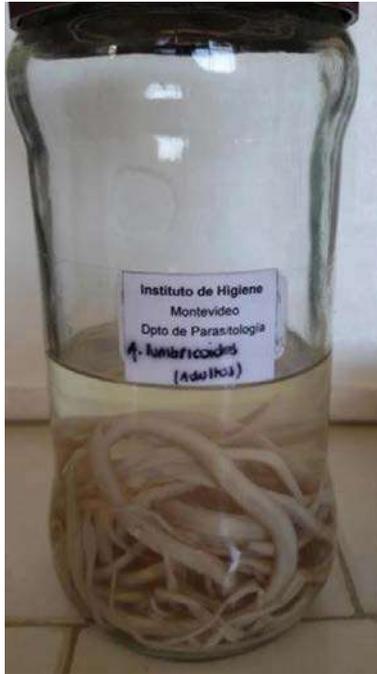
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### Adultos de *Ascaris suum* en intestino de cerdo



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Adultos de *Ascaris lumbricoides* expulsados por un niño en frasco



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### *Trichuris trichiura*

Huevo en fresco x200



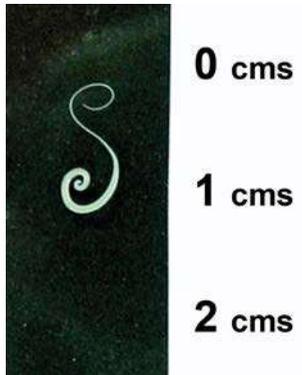
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Huevo en fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Adulto macho



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Adultos macho y hembra



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

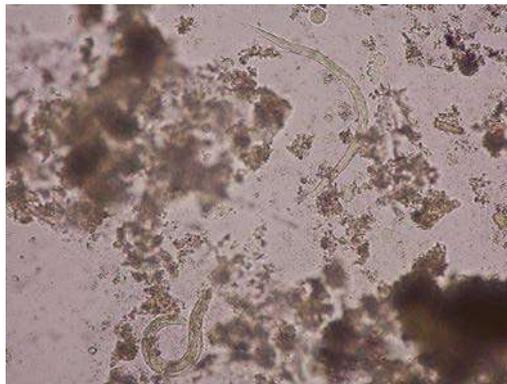
*Trichuris vulpis* en intestino de perro



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

*Strongyloides stercoralis*

Larvas en fresco x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Larvas en fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Larvas en pulmón fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## Ancylostómidos humanos

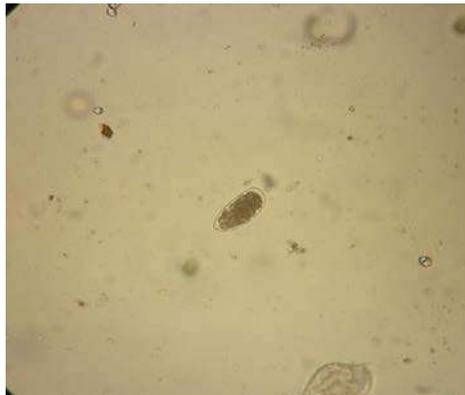
Huevos con lugol x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

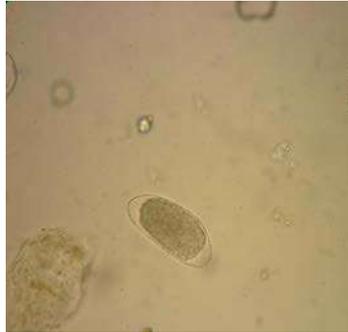
## *Trichostrongylus sp*

Huevos en fresco x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

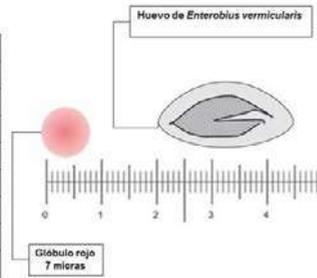
## Huevos en fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología, Facultad de Medicina (Udelar)

Tabla 4. Dimensiones de los huevos y las larvas de nematodos entéricos

HUEVOS DE NEMATODOS ENTÉRICOS	
ESPECIE	TAMAÑO
<i>Enterobius vermicularis</i>	50-66 micras x 20 - 32 micras
<i>Ascaris lumbricoideae</i>	55-75 micras x 35 - 50 micras
<i>Trichostrongylus trichiura</i>	50-64 micras x 20-23 micras
<i>Ancylostomidos</i>	55-75 micras x 36-40 micras
<i>Trichostrongylus sp</i>	73-95 micras x 40-50 micras
LARVAS DE NEMATODOS ENTÉRICOS	
<i>Strongyloides stercoralis</i>	180-380 micras X 14-20 micras



Dra. Nora Fernández

Fuente: Departamento de Parasitología y Micología, Facultad de Medicina (Udelar), Dra. Nora Fernández

Tabla 5. Dimensiones de los ejemplares adultos de nematodos entéricos

EJEMPLARES ADULTOS DE NEMATODOS ENTÉRICOS	
ESPECIE	TAMAÑO
<i>Enterobius vermicularis</i>	Macho 0,7 a 0,5 cm / Hembra 0,8 a 1,3cm
<i>Ascaris lumbricoideae</i>	Macho 15 - 30 cm / Hembra 15 - 45 cm
<i>Trichostrongylus trichiura</i>	Macho 3 a 4,5 cm / Hembra 3,5 a 5cm
<i>Ancylostomidos</i>	Macho 0,7 a 1,1 cm / Hembra 1 a 1,3 cm
<i>Trichostrongylus sp</i>	Macho 0,4 a 0,5 cm / Hembra 0,5 a 0,8 cm

Adultos de *Enterobius vermicularis*  
6,5 cm



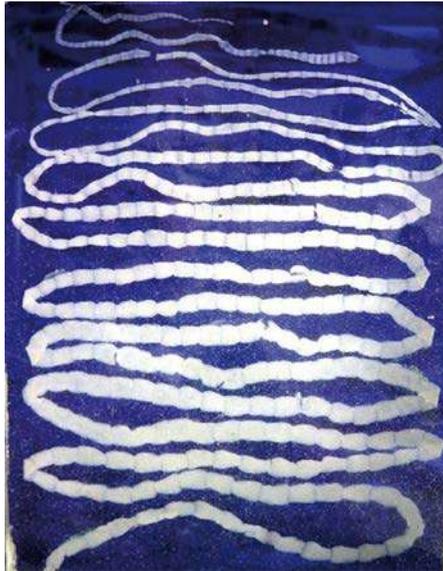
Ejemplar adulto hembra de *Ascaris lumbricoideae*  
16 cm

Fuente: Departamento de Parasitología y Micología, Facultad de Medicina (Udelar), Dra. Nora Fernández

# PLATELMINTOS

## *Taenia saginata*

Adulto hermafrodita macroscópico



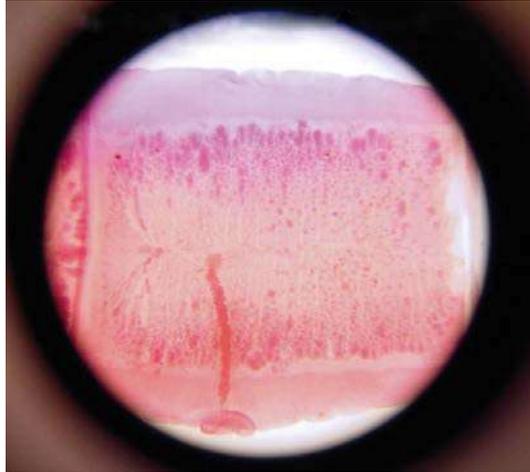
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Huevos en fresco x400 (indistinguibles de *Taenia solium*)



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Segmento grávido con carmín clorhídrico x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Segmentos grávidos macroscópicos



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Segmento grávido con carmín clorhídrico



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Escólex



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## *Taenia solium*

Segmento grávido con carmín clorhídrico



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Escólex



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## *Hymenolepis nana*

Adulto con carmín clorhídrico



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Huevo en fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## *Hymenolepis diminuta*

Huevo en fresco x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

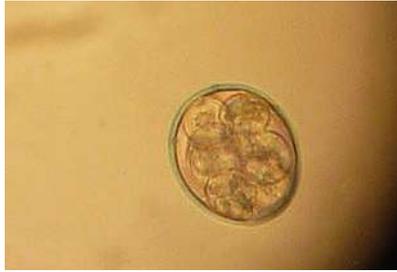
Huevo en fresco x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

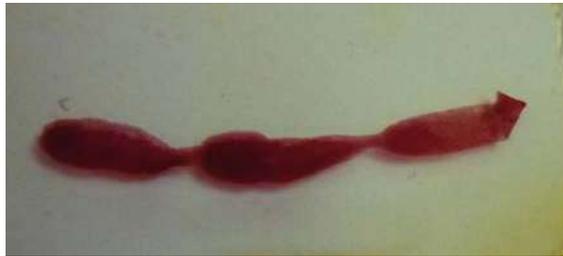
## *Dipylidium caninum*

Cápsula ovígera en fresco x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Segmentos grávidos con carmín clorhídrico macroscópico



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Trozo de estróbila macroscópico



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## *Fasciola hepatica*

Huevo en fresco x400



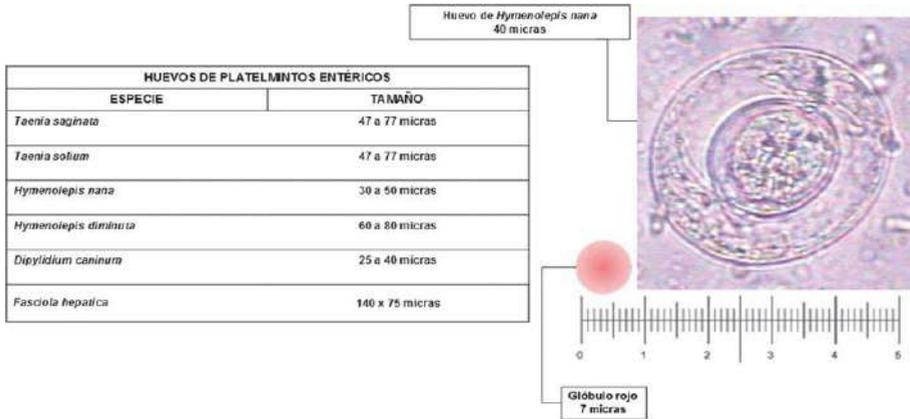
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Ejemplar adulto hermafrodita macroscópico



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Tabla 6. Dimensiones de huevos de platelmintos entéricos



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar), Dra. Nora Fernández

Tabla 7. Dimensiones de adultos de platelmintos entéricos



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar), Dra. Nora Fernández

## SEUDOPARÁSITOS

El término *seudoparásito* o *pseudoparásito* se utiliza para hacer referencia a toda estructura macroscópica o microscópica que recuerda o se asemeja a un parásito, pero no lo es.

En macroscopía, generalmente, se refiere a un seudoparásito porque tiene aspecto vermiforme, del latín *vermis* 'gusano'.

En microscopía, se utiliza, fundamentalmente, para aquellas estructuras que suelen confundirse con huevos de helmintos o quistes de protozoos.

El seudoparasitismo, cuando no es reconocido como tal, puede conducir a diagnósticos equivocados y, como consecuencia, a realizar tratamientos antiparasitarios que, obviamente, resultan completamente inefectivos.

El hallazgo de elementos anormales en las materias fecales puede desencadenar en algunos individuos cuadros de delirio, que se conocen como parasitosis ilusorias o parasitofobias.

Siguiendo al Profesor Doctor Rodolfo Tálice, los ordenamos en dos grandes grupos: los macroscópicos, que suelen traer los mismos pacientes o sus familiares (aunque también pueden ser encontrados en la etapa macroscópica del coproparasitario), y los microscópicos, que son hallados durante la práctica del trabajo en el laboratorio por el microscopista.

### Seudoparásitos macroscópicos

#### *DE ORIGEN ANIMAL*

*Eristalis sp*: Larva de díptero (cola de ratón)



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### Larva de miriápodo



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### Lombriz de tierra



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## Larvas de mosca



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## Tejido muscular y aponeurosis



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Restos de *Allium cepa* (cebolla común)



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Restos de *Citrus sp* (cítricos)



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Restos de *Musa sp* (banana)



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Restos vegetales variados



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Restos vegetales con aspecto foliáceo



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

*DE ORIGEN HUMANO*

Seudomembranas en paciente con colitis



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

*DE OTRO ORIGEN*

Trozos de goma expulsados por un niño con hábito de pica



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## Seudoparásitos microscópicos

*DE ORIGEN ANIMAL*

Fibras musculares sin digerir x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Huevo de ácaro x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

*DE ORIGEN VEGETAL*

Diatomea (alga) x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Grano de polen x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Grano de polen x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Pelo vegetal x200



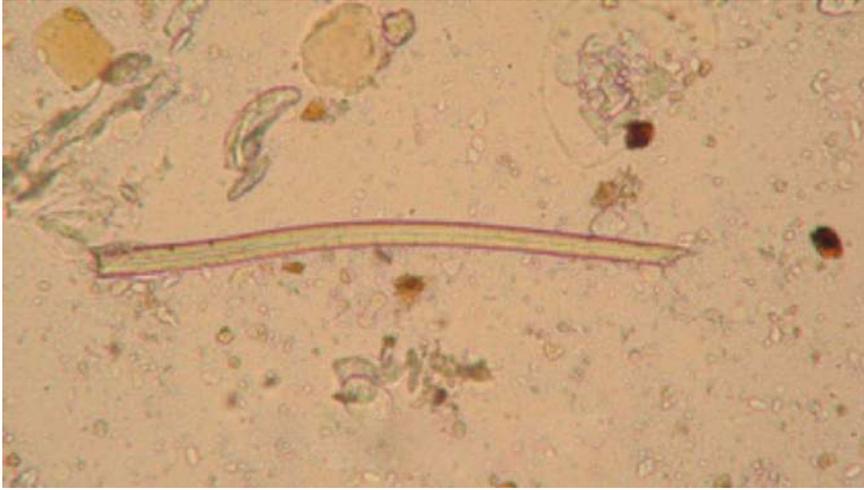
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Restos de celulosa digerible (almidón intracelular) x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Fibra vegetal x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Vasos vegetales x400



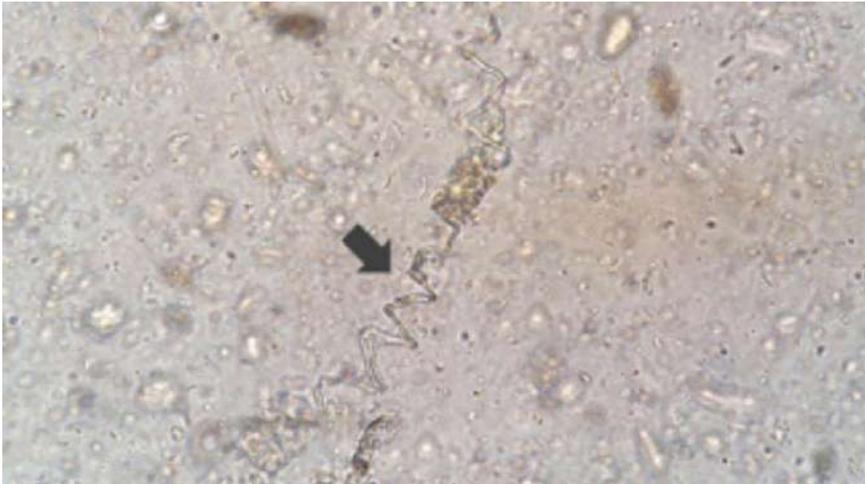
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Artefacto de origen vegetal x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Espiral vegetal x100



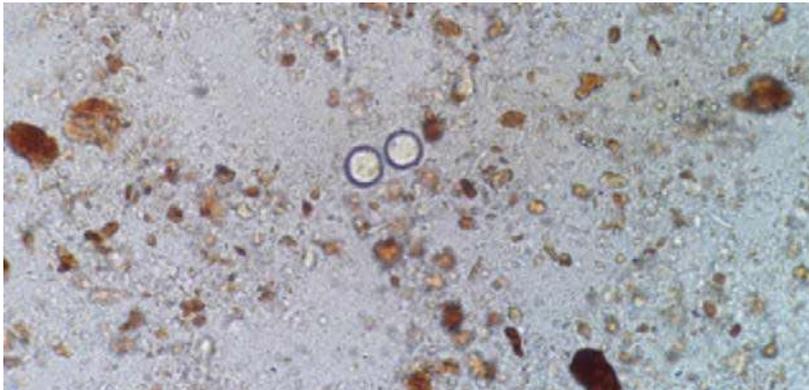
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Cristales de jabones x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Gotas de grasa x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Filamentos tipo moho



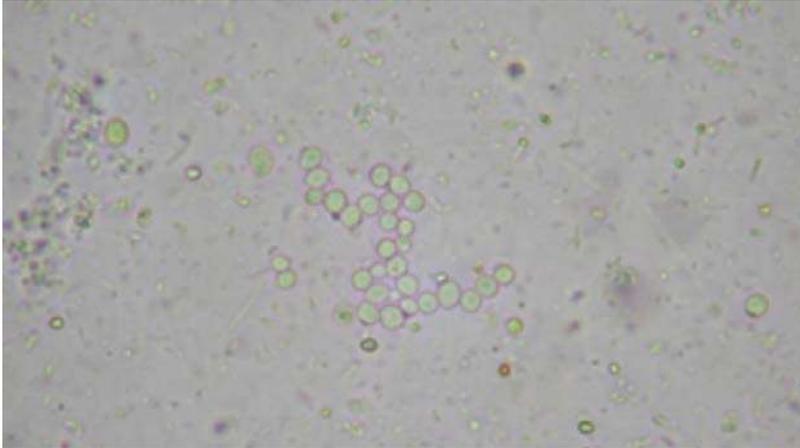
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Macroconidio de moho dematiáceo



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## Levaduras



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### *DE ORIGEN HUMANO*

Células epiteliales de descamación con lugol x200



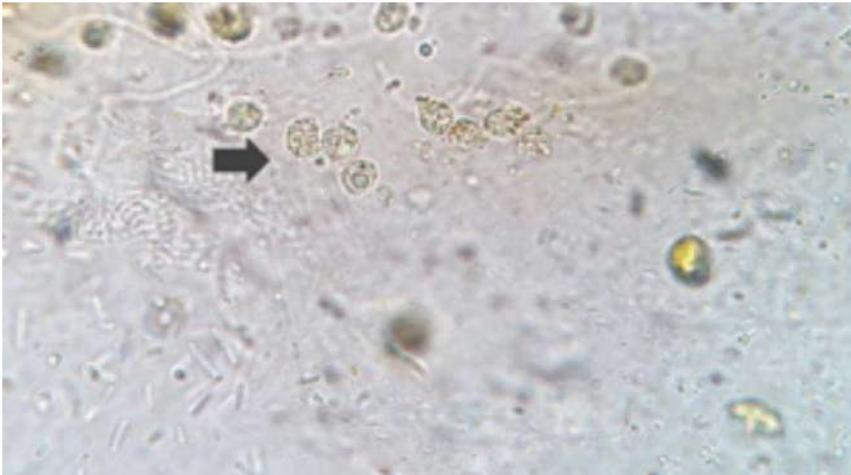
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Células epiteliales de descamación con solución fisiológica x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Leucocitos polimorfonucleares x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### Eritrocitos x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

### Mucus y detritus celulares x200



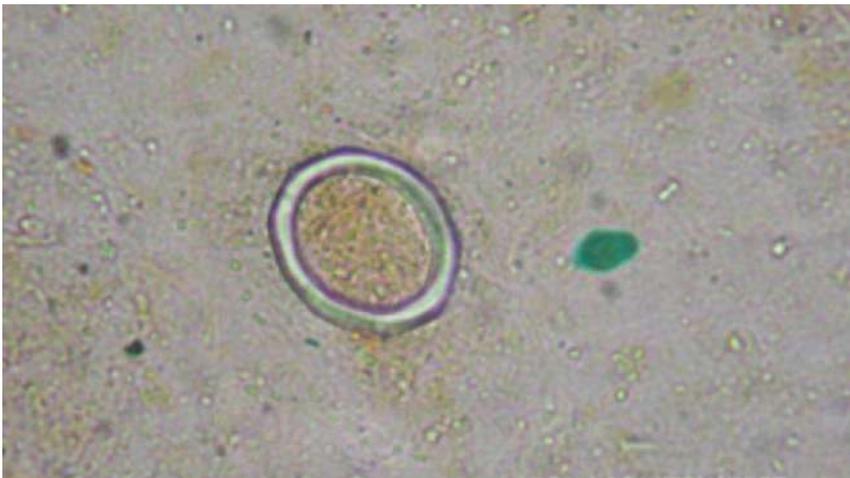
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Burbuja de Aire x 400



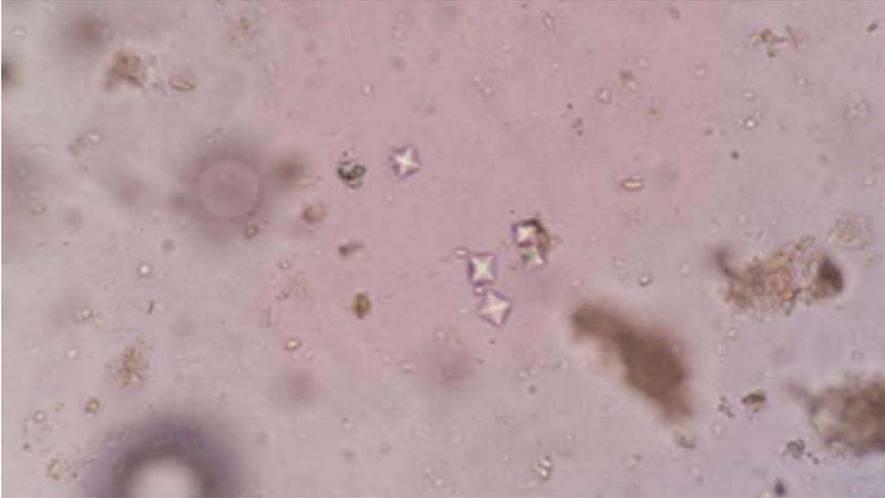
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Artefacto que puede confundirse con huevos de helmintos x200



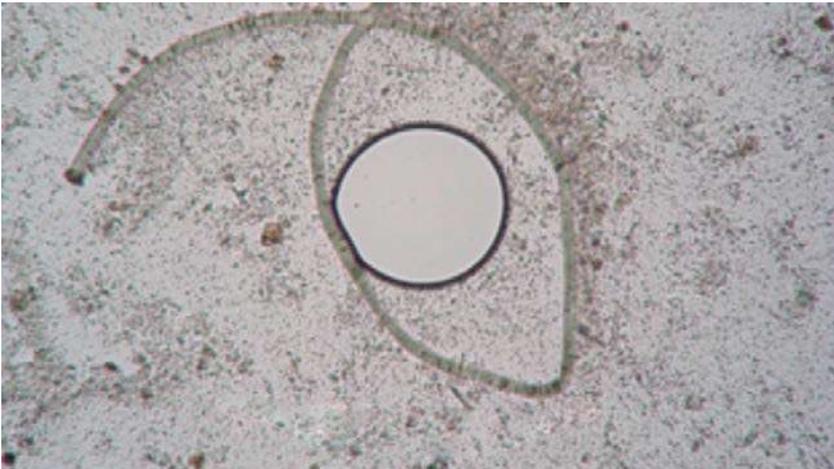
Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Cristales de oxalato de calcio x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

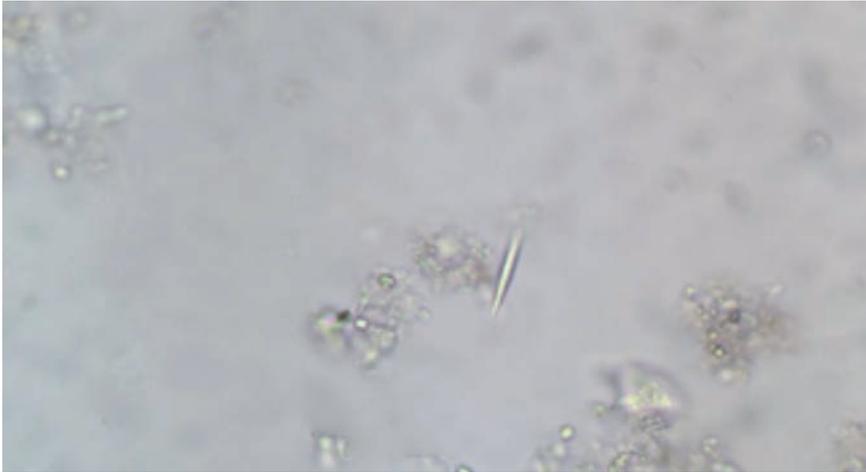
Fibra de algodón rodeando una burbuja de aire. x200



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

# CRISTALES DE CHARCOT-LEYDEN

Cristales de Charcot-Leyden en fresco x100



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Cristales de Charcot-Leyden con lugol x400



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Con Kinyoun x1000



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

SEGUNDA PARTE:

Procedimientos



# EXAMEN COPROPARASITARIO

Los síntomas y signos de las enteroparasitosis no son patognomónicos, por lo que es imprescindible la confirmación de estas patologías frente a la sospecha clínica, lo que permite orientar el tratamiento, tomar conductas preventivas e implementar los debidos controles epidemiológicos.

Para ello, el examen coproparasitario constituye una herramienta insustituible.

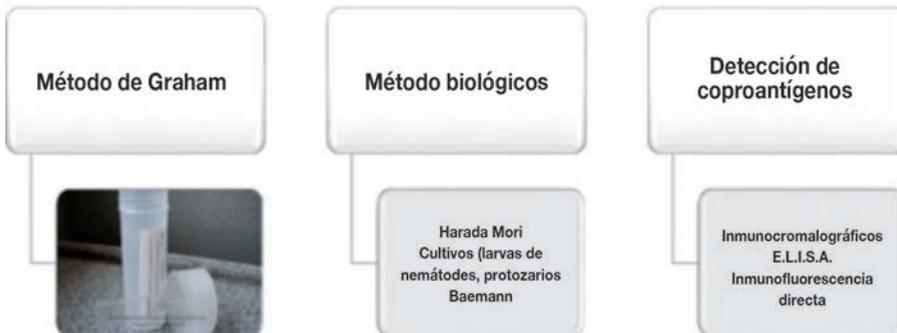
También conocido como examen parasitológico de las heces, se trata de un conjunto de técnicas directas, complementarias, cuyo cometido es demostrar la presencia de las distintas formas evolutivas de los enteroparásitos.

Podemos clasificar dicho grupo de técnicas en: observación directa, métodos de concentración, método de Graham o espátula adhesiva, tinciones o coloraciones, detección de coproantígenos y métodos biológicos. La mayoría de ellas son técnicas que requieren tiempo y experiencia, tanto para su realización como para su observación.

# TÉCNICAS PARA EL EXAMEN PARASITOLÓGICO DE LAS HECES

Observación directa Macroscópica	Observación directa Microscópica	Métodos de concentración	Tinciones temporales	Tinciones permanentes
Características de las heces	Solución Fisiológica	Sedimentación	Lugol Tionina Negro de Clorazol	Kinyoun Tricrómica Hematoxilina Férrica
Presencia de ejemplares de helmintos		Flotación		Tricrómica modificada Gramcromotrope
Mucus Pus Sangre				

Fuente: Departamento de Parasitología y Micología, Facultad de Medicina (Udelar), Dra. Nora Fernández



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología, Facultad de Medicina (Udelar), Dra. Nora Fernández

Antes de comenzar a detallar la etapa analítica del examen coproparasitario, es importante resaltar algunos aspectos de la etapa preanalítica, es decir, desde la entrega de las instrucciones para recolectar la muestra hasta su recepción en los laboratorios.

## Preparación del paciente

Durante mucho tiempo, se hizo hincapié en la realización de una dieta exenta de frutas, verduras y grasas; actualmente, no es una condición imprescindible para la realización del estudio. Tampoco se deben suspender medicamentos, pero, en caso de haberse prescrito antiparasitarios, esto debe consignarse en la boleta de solicitud.

En caso de haberse efectuado un estudio contrastado del tubo digestivo, el examen deberá postergarse, ya que los residuos de contraste pueden dificultar la observación.

En caso de constipación, se pueden emplear laxantes salinos osmóticos 12 horas antes de recolectar la muestra, aunque deben evitarse los que contengan una base aceitosa (glicerina), ya que distorsionan la morfología de los enteroparásitos. De todos modos, es recomendable consultar con el médico tratante para la utilización de alguno de ellos.

En mujeres y niñas con sangrado genital, se evitará la recolección de heces durante el período menstrual.

## Número de muestras

Cuando se sospecha una enteroparasitosis, debe estudiarse más de una muestra de heces, habitualmente tres, seriadas una cada 5-7 días, y, en algunos casos, puede ser necesario un número mayor de muestras. En tanto, para estudios epidemiológicos, por ejemplo, de escuelas, guarderías, etcétera, con una sola generalmente se considera suficiente.

## Recolección de la muestra

Se debe rotular el frasco con el nombre y la cédula de identidad y la fecha de obtenida la muestra. Se recoge la muestra directamente en un recipiente para análisis clínicos, de plástico, de boca ancha, limpio, pero no es necesario que sea estéril.

Actualmente, existen recipientes que tienen incorporada una cucharita para facilitar la recolección.



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

En lactantes, la muestra puede recogerse directamente del pañal. En heces formadas, la cantidad será aproximadamente del tamaño de una nuez o aceituna, y en heces líquidas, será suficiente con 10-15 mL. Estas no deben mezclarse con agua ni orina (contaminación a partir del inodoro), ya que los trofozoítos se pueden lisar o perder movilidad.

## Conservación de la muestra

Puede conservarse en heladera a 4°C hasta 12 horas y, siempre que sea posible, deberá remitirse al laboratorio el mismo día en que fue recolectada.

En algunas situaciones, el laboratorio podrá proveer de sustancias preservadoras o conservantes para la muestra, para detener la multiplicación bacteriana y conservar los parásitos; para ello, se dispone del formol al 10 %, alcohol polivinílico (PVA), etcétera.

## Transporte

Los recipientes deberán estar bien cerrados y colocados en bolsa de nylon limpia. Si la muestra debe transportarse desde un lugar lejano al laboratorio, por ejemplo, desde el interior hacia la capital, se colocará el recipiente en una caja con una flecha que indique hacia dónde se orienta su boca y con el logo de material biológico. Este, a su vez, se guardará en una conservadora para muestras refrigerada.

## Recepción en el laboratorio

Se deberá entregar la muestra en el laboratorio acompañada de la boleta de solicitud. Esta debe contar con: fecha, nombre, número de registro del paciente, edad, sexo, datos clínicos, servicio solicitante, firma y contrafirma del médico solicitante.

## Procesamiento

El procedimiento básico consta de dos etapas:

1. examen macroscópico, que incluye observación directa de aspecto, forma, color, consistencia y elementos anormales, la cual se realiza al inicio cuando se destapa el frasco, y tamizado de las heces, que se efectúa al final, luego de haber procesado completamente la muestra,
2. y examen microscópico, subdividido en examen directo en fresco y enriquecimiento.

## Observación macroscópica

Aporta una valiosa semiología para quien realiza el examen y para quien solicitó el estudio. En primer lugar, el aspecto, el color y la presencia de elementos anormales o patológicos pueden orientar hacia la búsqueda de determinadas enteroparasitosis, como también hacia la presencia de otras patologías digestivas. Por dichas razones, es aconsejable que queden documentados en el informe final.

El tamizado de las heces consiste en pasar el volumen de heces por un tamiz y agitarlo dejando caer agua sobre él. Posteriormente, se colocan los elementos retenidos sobre una bandeja, la cual tiene una mitad blanca y otra negra. Su cometido es visualizar mejor, por ejemplo, ejemplares adultos de *Enterobius vermicularis*, así como diferenciar estructuras que, muchas veces, se confunden con helmintos.

## Observación microscópica

### a. Examen directo en fresco

Sobre un portaobjetos se coloca en un extremo una gota de solución de cloruro de sodio (NaCl) 0,85 % o solución fisiológica y, en el otro, una gota de lugol parasitológico con 0,1 g de heces formadas, y se hace un homogeneizado en cada sector. Si son líquidas, se coloca una gota en cada sector y se cubre con cubreobjetos de 24 × 24 mm.

Luego, se observa en el  $m_o$  con 100x, 200x o 400x aumentos.

Se pueden observar formas trofozoítos o larvas en movimiento. Con lugol, estas no se ven moviéndose, pero sí se tiñen sus estructuras internas para una correcta identificación.

### b. Métodos de concentración o enriquecimiento

Su fundamento es concentrar las formas evolutivas de los parásitos a partir de las heces.

Existen diferentes métodos de concentración, por lo que la elección dependerá de características como: laboratorio, personal, número de muestras a procesar, diagnóstico, estudio poblacional, costos, etcétera. Se clasifican de la siguiente manera:

Concentración por sedimentación	Método de Ritchie
	Método de Hoffman-Pons-Janer
	Otros
Concentración por flotación	Método de Faust
	Método de Sheather
	Otros

Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## Método de Ritchie<sup>1</sup>

### REACTIVOS

- Solución fisiológica al 0,85 %.
- Formol al 10 %.
- Acetato de etilo o éter sulfúrico.

### PROCEDIMIENTO

#### 1. Homogeneizado y filtrado

- Heces formadas pastosas grumosas: se homogeneiza una porción de materia fecal (aproximadamente 5 g) con una varilla de vidrio o similar, con 10-12 mL de cloruro de sodio 0,85 % (solución fisiológica). Para lograr un correcto homogeneizado, se recomienda que la cantidad de solución fisiológica sea 2-4 veces el volumen de muestra fecal. Se filtra por embudo con doble gasa a un tubo de centrifuga de 15 mL de capacidad, para retener los residuos más voluminosos.
- Heces líquidas: no requieren dilución ni homogeneización previa: se agita el envase de la muestra y se filtra como se señaló arriba. El tubo de centrifuga debe llenarse hasta 2 cm del borde superior.

1 Video demostrativo de la técnica de Ritchie: <[https://www.youtube.com/watch?v=\\_F50NjFlqaA](https://www.youtube.com/watch?v=_F50NjFlqaA)>.

## 2. Centrifugado y lavado

Se centrifuga a 2300 rpm por un minuto en centrífuga horizontal. Luego de la centrifugación, obtenemos un sedimento y un sobrenadante. Se descarta el sobrenadante.

Si el sobrenadante está muy sucio, se vuelve a realizar un lavado con solución fisiológica, se resuspende y se centrifuga. Se puede repetir hasta 3 veces para obtener un sobrenadante translúcido o limpio.

## 3. Fijación y eliminación de grasas



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Al sedimento finalmente obtenido se le adicionan 8 mL de formol al 10 %. Luego, se homogeneiza con un golpe seco en el fondo del tubo tapado o bien por agitación manual o vórtex. Se deja reposar durante 5 minutos con fines de fijación. A la suspensión lograda se le agregan 2 mL de éter sulfúrico o acetato de etilo, agitando el tubo tapado para extraer las grasas. En esta etapa, se forman gases, por lo que hay que tener cuidado al destapar el tubo para evitar salpicaduras.

## 4. Centrifugado final

Se centrifuga el tubo a 1500 rpm durante 2 minutos. Se descarta el sobrenadante y se limpia la boca del tubo con hisopo de algodón.

Nota: el sedimento obtenido se toma con pipeta Pasteur, se deposita sobre una lámina portaobjetos y se suspende en suero fisiológico y lugol parasitológico. Se cubren ambas suspensiones con cubreobjetos. La observación microscópica se efectúa con objetivos en seco topográfico a mediano y gran aumento (10x, 20x y 40x) bajo MO.

## COMENTARIOS

Actualmente, existen diversos dispositivos comerciales para el examen parasitológico de heces, cuya presentación viene con viales para recolección de la muestra, unidades de filtración o sustancias detergentes como Tween.

La mayoría de ellos han efectuado variantes a la técnica de Ritchie, pero es recomendable, sea cual sea el seleccionado, mantener los pasos básicos de dicha técnica para obtener una buena sensibilidad diagnóstica.

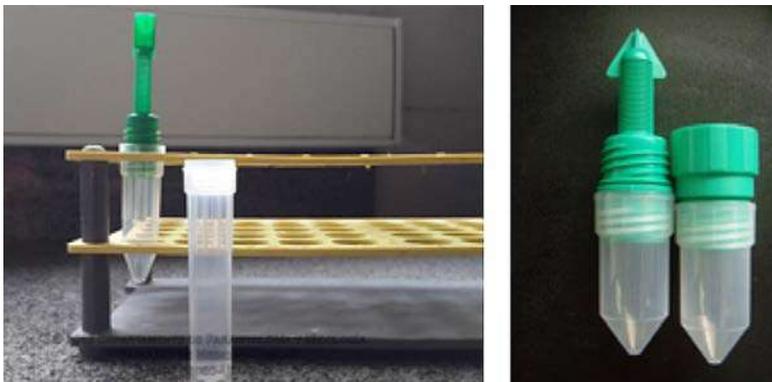
### Otros dispositivos comerciales

Viales con cucharita + unidad de filtración. Requieren centrifugas con camisas para tubos de 3 cm de diámetro



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Tamaños más pequeños, aptos para cualquier tipo de centrifuga



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Vial + cucharita + filtro + formol al 10 %, útil en estudios de campo



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## Método de Hoffman-Pons-Janer

### *REACTIVO*

Suero fisiológico formolado: 5 mL de formol disueltos en 950 cm<sup>3</sup> de suero fisiológico.

### *PROCEDIMIENTO*

1. Homogeneizar la materia fecal con suero fisiológico formolado.
2. Filtrar la suspensión por un embudo con triple gasa a una copa o vaso de sedimentación.
3. Completar el volumen del vaso con agua de la canilla.
4. Dejar la suspensión en reposo para que ocurra la sedimentación espontánea de las estructuras parasitarias.
5. Luego de 2 horas (mínimo), observar al microscopio.
6. Tomar desde el sedimento del fondo de la copa.
7. Colocar en un portaobjeto y mezclar con 1-2 gotas de lugol parasitológico, poner cubreobjetos y examinar al microscopio.

## COMENTARIOS

Este método puede utilizarse como alternativa de concentración en los laboratorios que no dispongan de centrífuga.

## Método de Faust

### REACTIVO

Sulfato de zinc al 33 %: se añaden 330 g de sulfato de zinc en 670 mL de agua destilada y se revuelve para disolver completamente. Verificar con un densímetro que la densidad sea de 1200 aproximadamente.

### PROCEDIMIENTO

#### 1. Homogeneizado y filtrado

Se mezcla una muestra de materia fecal (aproximadamente 5 g) con suero fisiológico (aproximadamente 25 mL). Esta suspensión se pasa por embudo con filtro de triple gasa a un tubo de centrifuga de fondo cónico (8-15 mL), buscando retener los residuos más voluminosos.

#### 2. Centrifugado y lavado

Se centrifuga a 2300 rpm durante 1 minuto. Se descarta el sobrenadante y se vuelve a resuspender en suero fisiológico agitando con varilla de vidrio. Se centrifuga a 2300 rpm durante 1 minuto nuevamente, acción que se puede repetir hasta 3 veces para obtener un sobrenadante translúcido.

#### 3. Resuspensión

El último sedimento se resuspende en una solución de sulfato de zinc al 33 %, de densidad de 1180 a 1200.

#### 4. Centrifugado final

Esta suspensión se centrifuga a 1500 rpm durante 2 minutos. Observación: se extrae una muestra del material suspendido en el menisco superior de la interfase líquido/aire, tomando mediante ansa en ángulo recto, en forma inmediata a la centrifugación. Se observa sola y con lugol parasitológico entre lámina y laminilla, con objetivos en seco (10x, 25x y 40x) sucesivamente.

## COMENTARIOS

La ventaja de esta técnica de concentración es que permite observar muestras más limpias, ya que elimina muchos de los restos que dificultan la observación microscópica. Sin embargo, no concentra bien los huevos operculados y destruye el *Blastocystis*. La observación del concentrado debe realizarse en forma inmediata, ya que los parásitos que suben a la superficie de la solución vuelven a hundirse al cabo de una hora.

## Método de Sheather

### REACTIVOS

Solución saturada de Sheather:

- sacarosa: 500 g;
- fenol en cristales: 6,5 g;
- agua destilada: 3200 mL.

Se calienta el agua destilada hasta la ebullición, se retira el mechero y se agregan los restantes componentes, agitando con varilla de vidrio hasta completar la disolución. Verificar que la densidad sea de 1300.

### PROCEDIMIENTO

1. Se toma 1 mL del sedimento obtenido por el método de Ritchie y se resuspende en 5 mL de solución saturada de Sheather.
2. Se deja reposar con el tubo en posición vertical durante 3 minutos.
3. Se toma la muestra de la superficie de la suspensión con pipeta Pasteur, colocando una gota entre porta- y cubreobjetos.

### COMENTARIOS

Se observa con objetivo en seco 40x al MO. Los ooquistes de *Cryptosporidium spp* se advierten de color rosa con gran refringencia, membrana bien definida y halo hialino.

# MÉTODO DE LA ESPÁTULA ADHESIVA PARA DIAGNÓSTICO DE OXIUROSIS<sup>2</sup>

## FUNDAMENTO

La oxiurosis o enterobiasis es una enteroparasitosis producida por el nematode *Enterobius vermicularis*, exclusivo del ser humano, cuyo reservorio son los niños pequeños.

El método de Graham o de la espátula adhesiva tiene su fundamento en el ciclo biológico de este agente.

El hábitat de los adultos es el intestino grueso: ciego, apéndice y recto. Durante las horas de descanso del individuo infectado, las hembras migran hacia la región perianal, donde realizan la oviposición.

## PROCEDIMIENTO

La espátula adhesiva o engomada se pasa por los bordes del margen anal (sin introducir en el recto), ya que, de esta forma, quedarán pegados los huevos a ella.

Este procedimiento no requiere preparación previa, pero es importante:

1. realizarlo inmediatamente luego de despertar;
2. no levantarse del lecho;
3. no higienizarse previamente la región perianal;
4. no tener crema ni restos de materia fecal en la zona por donde se aplicará la espátula;
5. repetirlo durante tres días (tres mañanas), en lo posible consecutivos. Con esto, se logra aumentar la sensibilidad de la técnica;
6. no refrigerar.

## COMENTARIOS

La colaboración del paciente o familiar es muy importante, por lo que hay que explicarles muy bien cómo proceder en la realización de esta técnica complementaria del coproparasitario, fundamental para el diagnóstico de oxiurosis.

---

2 Video demostrativo de la preparación de la espátula adhesiva para la observación microscópica: <<https://www.youtube.com/watch?v=zkxbyUrJM-M&feature=youtu.be>> Departamento de Parasitología y Micología, Facultad de Medicina (Udelar).

# MÉTODOS BIOLÓGICOS

## Pruebas biológicas para la identificación de larvas de *Strongyloides*

### CULTIVO EN PLACA DE AGAR

#### Fundamento

Es uno de los procedimientos de mayor sensibilidad para el diagnóstico de la estrongiloidiasis, porque utiliza la capacidad de las larvas de desplazarse en el agar y de dejar surcos visibles en su camino.

#### Reactivos

##### Agar nutritivo:

- agar: 1,5 %;
- extracto de carne: 0,5 %;
- peptona: 1 %;
- cloruro de sodio: 0,5 %.

#### Procedimiento

1. Colocar una pequeña cantidad (2 g aproximadamente) de heces frescas, recientemente emitidas (no refrigeradas), en una placa de agar nutritivo e incubar a 28°C, sellada con cinta adhesiva. Si las heces son formadas, se les puede agregar solución fisiológica normal a 5 o 10 g de estas para hacer una pasta en suspensión, que puede aplicarse a la superficie de la placa de agar.
2. Examinar la superficie de la placa de agar a las 24 horas buscando rastros de bacterias inoculadas por las larvas durante su migración. Observar la disposición serpigínea de las colonias que se distribuyen según la migración larvaria. Si no se observan en el primer examen, mantener la placa y examinar de nuevo antes de dictaminar un resultado negativo.
3. Si se observan rastros, agregar formol al 10 %, aspirar el líquido, centrifugar y buscar larvas al microscopio con objetivo 10x.

#### Comentarios

Debe observarse la placa diariamente durante una semana antes de descartarla como negativa.

## Fundamento

Utiliza las características de las larvas, geotropismo y termotropismo, para concentrarlas en el fondo del tubo.

## Procedimiento

1. Colocar en un tubo cilindro-cónico (160 mm de largo × 15 mm de ancho) una tira de papel de filtro cortada en punta en un extremo. Dimensiones aproximadas de la tira: 14 × 1 cm.
2. En la zona central del papel de filtro, colocar untando una capa fina de heces frescas recientemente emitidas, hasta cubrir la parte media. Dejar libre de materias fecales los 2 cm de ambos extremos de la tira de papel.
3. Añadir agua destilada tibia (a 37°C) al fondo del tubo (5-7 mL aproximadamente).
4. Introducir con cuidado la tira de papel de filtro dentro del tubo de ensayo, sin pliegues, y sumergir el extremo puntiagudo que no tiene heces en el suero.
5. Tapar con tapón de rosca o con papel celofán y colocarlo verticalmente en una gradilla.
6. Incubar a 20-30°C durante 15 días, manteniendo el nivel de agua.
7. Día por medio, tomar unas gotas del fondo del tubo para buscar la presencia de larvas en el microscopio con objetivo 10x.
8. A los 15 días, agregar formol al 10 %, eliminar el papel de filtro y centrifugar a 1000 rpm.



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## Comentarios

Como en todos los procedimientos en los que se recolectan larvas vivas, deben seguirse estrictamente los protocolos de bioseguridad y trabajar siempre con guantes.

## *BAERMANN*

### Fundamento

Las larvas vivas migran por geotropismo positivo, desde la gasa con materia fecal hacia el fondo del tubo, donde se concentran.

### Procedimiento

1. El aparato de Baermann consiste en un embudo colocado en un soporte de laboratorio que en su extremo estrecho tiene un tubo de goma sujeto por una pinza.
2. Se llena el embudo con agua y se coloca una malla metálica fina y varias capas de gasa que toquen la superficie del agua.
3. Sobre la gasa, se colocan aproximadamente 10 g de heces frescas.
4. A las 2-3 horas, se abre la pinza y se recogen 5-10 mL de agua, que se centrifuga y se observa al microscopio con objetivo 10x.

## Comentarios

Las ventajas de este método son la utilización de una mayor cantidad de heces frescas y, por lo tanto, el aumento de las chances de recuperación larvaria, y menor tiempo de ejecución si se compara a los métodos mencionados anteriormente.

## Baermann modificado

### Fundamento

El mismo que para el de Baermann clásico.

### Procedimiento

1. Se sustituye el embudo de la técnica de Baermann por una versión simplificada: se enfrentan dos tubos de ensayo tipo *vacutainer* (de 16 × 100 mm) por sus bocas y se perforan y atraviesan sus tapones con una punta de micropipeta (punteros celestes para 1 mL).

2. En el tubo que contiene la boca de la punta de la micropipeta (el que irá invertido), se prepara una suspensión de heces, colocando unos 2 g en 8 mL de solución salina.
3. En el otro tubo que contiene el extremo cónico de la punta de la micropipeta, se colocan 6 mL de suero fisiológico a 37°C.
4. El primer tubo se invierte sobre el segundo y ambos se colocan en un baño a 37°C por unas 2 horas o hasta el día siguiente en estufa a 37°C.
5. Se centrifuga el tubo inferior y se observa su contenido al mo.

### Comentarios

Esta modificación fue diseñada para simplificar la maniobra de concentración de larvas, dado que en los laboratorios no suele existir el equipamiento necesario para realizar el Baermann clásico.

Sin embargo, la desventaja es que utiliza menor cantidad de heces.

# TINCIONES O COLORACIONES

## TEMPORALES

### Fundamento

Colorear estructuras citoplasmáticas y membranas de protozoarios de forma rápida, en heces frescas o preservadas.

### Solución de lugol parasitológico

#### *REACTIVOS*

- yodo (I) metálico: 2 g;
- yoduro de potasio (IK): 4 g;
- agua destilada: 100 mL.

#### *PROCEDIMIENTO*

Se disuelve el yoduro de potasio en el agua destilada y se agrega el yodo metálico. Este colorante debe conservarse en frasco color caramelo y alejado de la luz solar.

#### *COMENTARIOS*

Es útil para colorear el glucógeno y visualizar los núcleos en los trofozoítos, quistes y ooquistes de protozoarios, puesto que estos adquieren una coloración marrón, excepto los de *Cryptosporidium sp*, que no se tiñen, diferencia a tener presente.

### Negro de clorazol

#### *REACTIVOS*

- Negro de clorazol E: 3 g.
- Etanol 70°: 300 mL.

### *PROCEDIMIENTO*

Se disuelve agitando y luego se filtra. Se mantiene estable alrededor de un año.

### *COMENTARIOS*

Se mezcla una gota pequeña del material obtenido de un enriquecimiento con una gota del colorante preparado. Se deja en cámara húmeda por 24 horas con cubreobjetos.

## Tionina

### *REACTIVOS*

- Tionina: 0,5 g.
- Agua destilada: 200 mL.
- Hidróxido de sodio: 50 mL.
- Etanol 90°: 250 mL.

### *COMENTARIOS*

Se mezcla una gota del sedimento del enriquecimiento con dos gotas de tionina preparada. Se cubre con laminilla y se espera 5 minutos para que actúe el colorante.

El citoplasma de los protozoarios se tiñe de color rojo-azulado, por lo que se obtiene una mejor diferenciación de los elementos parasitarios y sus estructuras internas.

## PERMANENTES

### Confeción del frotis para coloración permanente

#### *MUESTRA*

Se pueden efectuar coloraciones a partir de heces frescas sin conservantes o a partir del enriquecimiento. La elección de una u otra depende de varios factores, que serán mencionados en cada caso.

## CONFECCIÓN DEL FROTIS

Para un buen frotis o extendido, se deben usar portaobjetos limpios, sin polvo y desengrasados.

A partir de heces frescas, se toma una pequeña porción con varilla, ansa o espátula en caso de que sean formadas; para materias líquidas, se toma una gota con pipeta Pasteur y se confecciona el extendido, alternando zonas con mayor y menor cantidad de material (zonas gruesas y zonas finas).



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## FIJACIÓN

Para asegurar una buena tinción, las heces deben fijarse. El tiempo de fijación es variable, pues se debe tener en cuenta las características macroscópicas de las materias y los parásitos que puedan estar presentes; por ejemplo: los trofozoítos se fijan más rápido que los quistes y ooquistes. Hay diversos fijadores: alcohol metílico, alcohol polivinílico (PVA) o fijador de Schaudinn, etcétera. Para la mayoría de las tinciones permanentes que se realizan con fines diagnósticos, se utiliza el alcohol metílico o metanol. Si bien luego de 30 segundos ya fija, por los diferentes tiempos de fijación de las formas evolutivas y como alternan zonas finas y gruesas, se recomienda dejar actuar entre 5 y 10 minutos.

## COLORACIÓN

Las tinciones se realizan sobre soportes comerciales, artesanales, platina de Malassez o en jarra de Coplin.

Jarra de Coplin



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## Kinyoun o Ziehl-Neelsen modificado

### FUNDAMENTO

Se usa para la investigación de coccidios. La pared y el citoplasma de los ooquistes toman la fucsina y resisten la decoloración con ácido y alcohol. La diferencia que tiene con la coloración de Ziehl Neelsen clásica es que no requiere calor y que se utiliza un ácido fuerte distinto. Se trata de una tinción en frío.

### REACTIVOS

- Fucsina fenicada o carbol fucsina.

<b>SOLUCIÓN A</b> Solución madre de fucsina al 40 %	<b>SOLUCIÓN B</b>	<b>SOLUCIÓN C</b> Solución de trabajo Fucsina fenicada al 4 %
Fucsina básica 40 g	Fenol en cristales 5 g	Solución A 10 mL
Etanol 100 mL	Agua destilada 100 mL	Solución B 90 mL
Disolver en un matraz, tapar y mantener durante 24 h a 37°C. Filtrar y almacenar en frasco color ámbar, para proteger la solución de la luz.		

Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

- Ácido sulfúrico ( $H_2SO_4$ ) al 10 %: ácido sulfúrico 10 mL + agua destilada 90 mL.
- Etanol 95°.
- Verde de malaquita al 3 %: verde de malaquita 3 g + agua destilada 100 mL. O azul de metileno al 3 %: azul de metileno 3 g + alcohol 95° 30 mL + agua destilada 100 mL.

Colocar en un matraz, mezclar bien y almacenar a temperatura ambiente en frasco dispensador.

## *PROCEDIMIENTO*

1. Realizar frotis y dejar secar.
2. Fijar con metanol durante 5 minutos.
3. Enjuagar.
4. Colorear con fucsina fenicada al 4 % (solución C de trabajo) durante 15 minutos.
5. Enjuagar.
6. Decolorar con ácido sulfúrico al 10 % durante un minuto.
7. Enjuagar.
8. Pasar por alcohol etílico 95°.
9. Enjuagar.
10. Contracolorar 1 minuto con verde de malaquita al 3 % o azul de metileno al 3 %.
11. Enjuagar.
12. Dejar secar y observar al *mo* bajo inmersión.

## *COMENTARIOS*

El azul de metileno se encuentra disponible comercialmente. Los cristales de fenol son de color blanco, por lo que, si se tornan rosados, es porque perdieron sus propiedades. Los huevos de helmintos, los cristales de Charcot-Leyden, las levaduras, las bacterias esporuladas y algunos restos vegetales se tiñen con la fucsina.

## Kinyoun con fucsina comercial

### *FUNDAMENTO*

Es una tinción en frío, que utiliza fucsina fenicada (carbol fucsina) comercial, la cual viene lista para usar.

## REACTIVOS

- Alcohol ácido: 10 mL de ácido sulfúrico + 90 mL alcohol absoluto.
- Carbol fucsina comercial.
- Verde de malaquita al 3%.

## PROCEDIMIENTO

1. Colorear con carbol fucsina 1 minuto.
2. Lavar con agua del grifo.
3. Lavar con alcohol-ácido 2 minutos.
4. Lavar.
5. Contracolorar con verde de malaquita 2 minutos.
6. Lavar.
7. Dejar secar a temperatura ambiente o con secador a 60°C.
8. Observar con objetivos topográficos y luego con 1000x con aceite de inmersión.

## COMENTARIOS

Se puede emplear también en la tinción del líquido duodenal y de la bilis, en el lavado bronco-alveolar y en las biopsias.

## Safranina modificada (método con calor)<sup>3</sup>

### FUNDAMENTO

Se usa para colorear ooquistes de coccidios. Si bien estos se tiñen con la técnica de Kinyoun, en ocasiones, algunos se tiñen de manera inhomogénea, por lo que la safranina modificada les otorga una coloración más uniforme. Para este procedimiento, se requiere calor y se utilizan las mismas muestras del mismo modo, es decir, frescas o preservadas con formol, que para el de Kinyoun.

3 Video demostrativo de coloración con safranina, primera etapa: <<https://www.youtube.com/watch?v=dV-BXmf0gfk>>.

## *REACTIVOS*

- Safranina de uso comercial (disponible en los kits de coloración de Gram).
- Alcohol-ácido al 3 %: ácido clorhídrico (HCL) 3 mL + 97 mL de metanol.
- Verde de malaquita al 3 %.

## *PROCEDIMIENTO*

1. Fijar con alcohol-ácido durante 5 minutos.
2. Lavar con agua destilada o del grifo.
3. Colocar el portaobjetos sobre platina.
4. Cubrir con safranina y calentar hasta que entre en ebullición (aproximadamente 1 minuto).
5. Lavar.
6. Contracolorar con verde de malaquita 1 minuto.
7. Dejar secar.

## Tricrómica de Gomori

### *FUNDAMENTO*

Es un procedimiento sencillo. Se trata de la modificación de la tinción tricrómica de Gomori para cortes de tejido. Se usa para la coloración de trofozoítos y quistes de protozoarios y tiene utilidad fundamentalmente en aquellos que son más pequeños y que pueden no visualizarse bien o confundirse en las preparaciones en fresco. Examinar al microscopio con objetivo x100 con aceite de inmersión sintético.

### *MUESTRA*

Habitualmente, es de heces frescas o fijadas en PVA (Alcohol Polivinílico) o preservadas con la solución de sodio acetato-ácido acético-formol (SAF). Se realiza un frotis fino y se deja secar al aire o al calor a 60°C.

## REACTIVOS

- Etanol al 70 % + yodo: se prepara una solución madre agregándole al alcohol cristales de yodo metálico hasta que la solución adquiere color marrón oscuro.
- Etanol al 70 %.
- Colorante tricrómico comercial:
  - cromotrope 2R: 6,0 g;
  - verde brillante SF: 3,0 g;
  - ácido fosfotúngstico: 7,0 g;
  - ácido acético glacial: 10 mL;
  - agua destilada: 1000 mL.
- Etanol-ácido al 90 % - 99,5 mL de etanol al 90 % + 0,5 mL ácido acético glacial.
  - Etanol al 95 %.
  - Etanol al 100 %.
  - Xilol.

## PROCEDIMIENTO

1. Para frotis preservados en PVA, sumergirlos en jarra de coplin con etanol al 70 % + yodo 10 minutos. En caso de otros preservadores, seguir las instrucciones del fabricante. No se realiza el paso del yodo en muestras que contengan cloruro de mercurio como preservante.
2. Etanol al 70 % 5 minutos.
3. Etanol al 70 % 3 minutos.
4. Tricrómica 10 minutos.
5. Decolorar con alcohol ácido por 1-3 segundos.
6. Lavar varias veces en etanol al 100 %.
7. Poner en cubas con etanol al 100 % durante 3 minutos (2 veces).
8. Colocar en xilol o sustituto durante 10 minutos.

## Tricrómica modificada por Weber<sup>4</sup>

### FUNDAMENTO

Fue desarrollada en el Center for Disease Control and Prevention (CDC) por el doctor Weber para diferenciar las esporas de microsporidios de los detritus y artefactos que se hallan en las heces. La dificultad en reconocerlas radica en su pequeño tamaño (de  $1 \times 3 \mu\text{m}$ ).

### MUESTRA

Se realiza un frotis fino con 10  $\mu\text{L}$  de heces formoladas, sin concentrar o concentradas. Secar al aire y fijar al calor o con metanol de 5 a 10 minutos.

### REACTIVOS

- Cromotrope 2R: 6,0 g.
- Fast green: 0,15 g.
- Ácido fosfotúngstico: 0,70 g.
- Ácido acético: 3,0 mL.

Mezclar muy bien todos los reactivos y dejar reposar a temperatura ambiente durante 30 minutos. Adicionar 100 mL de agua destilada y mezclar. Trabajar cada mes con soluciones nuevas. Guardar en frasco color caramelo y rotular.

- Solución alcohol-ácido:
  - etanol 90°: 995,5 mL + ácido acético glacial 4,5 mL;
  - etanol 95°;
  - etanol 100°;
  - xilol o similar.

### PROCEDIMIENTO

1. Se aconseja utilizar cubas de Coplin.
2. Colorear con tricrómica durante 90 minutos.

---

4 Video demostrativo de la coloración tricrómica modificada: <<https://www.youtube.com/watch?v=yHztHaC7q5Y>>.

3. Lavar con agua corriente y secar con papel absorbente.
4. Lavar con alcohol-ácido por 1-3 segundos.
5. Secar con papel absorbente.
6. Sumergir en etanol al 95 % durante 30 segundos.

Nota: en caso de montar los frotis, es necesario quitar el exceso de agua del preparado. Para ello, se sumerge dos veces la lámina en etanol a 100° durante 3 minutos y, luego, dos veces en xilol durante 10 minutos cada uno.

Secar la lámina y utilizar un medio de montaje, como el que se usa en los laboratorios de anatomía patológica (ejemplo, Permount).

Observar al microscopio con lente de inmersión.

## Gram-cromotrope con calor

### *FUNDAMENTO*

Es el mismo que para la tricrómica, aunque la diferencia radica en que esta tinción insume menos tiempo al utilizar calor y requiere menos cantidad de cromotrope 2R.

### *REACTIVOS*

El kit de colorantes para la tinción de Gram en las mismas proporciones que para la tinción de cromotrope.

### *PROCEDIMIENTO*

1. Fijar el frotis al calor, pasando tres veces por la llama de mechero Bunsen.
2. Realizar la coloración de Gram hasta el paso de decoloración con alcohol-acetona.
3. Colorear con cristal violeta 30 segundos; para cortes de tejidos, 1 minuto.
4. Lavar.
5. Solución de lugol parasitológico 30 segundos; para cortes de tejidos, 1 minuto.

6. Colocar el frotis en Koplín con el colorante cromotrope en baño a 50-55° durante 1 minuto.
7. Lavar.

## Tinción fucsina-tricrómica modificada por Didier

### *FUNDAMENTO*

Detección simultánea de coccidios y esporas de microsporidios.

### *REACTIVOS*

- Carbol fucsina:
  - 25 mL de solución saturada de fucsina alcohólica (2 g de fucsina básica en 25 mL de etanol 96°);
  - 25 g de fenol;
  - 500 mL de agua destilada.
- Solución tricrómica:
  - 6 g de cromotrope 2R;
  - 0,5 g de azul de anilina;
  - 0,7 g de ácido fosfotúngstico;
  - 3 mL de ácido acético glacial.

Dejar a temperatura ambiente durante 30 minutos. Agregar 100 mL de agua destilada. Ajustar el pH a 2,5 con ácido clorhídrico 2N.

- Alcohol-clorhídrico:
  - 995 mL de etanol 90°;
  - 5 mL de ácido clorhídrico.
- Alcohol-acético:
  - 995,5 mL de etanol 90°;
  - 4,5 mL de ácido acético glacial.

## *PROCEDIMIENTO*

1. Sumergir el frotis fino de materias fecales en carbol fucsina durante 10 minutos.
2. Lavar con agua de la canilla.
3. Decolorar con alcohol-ácido clorhídrico durante 10 segundos.
4. Lavar con agua de la canilla.
5. Sumergir en solución tricrómica a 37°C durante 30 minutos.
6. Lavar con agua de la canilla.
7. Decolorar con alcohol-ácido acético durante 10 segundos.
8. Lavar con etanol 95° durante 30 segundos.
9. Secar.

# COPROANTÍGENOS

- Inmunoensayo cromatográfico.<sup>5</sup>
- Inmunofluorescencia.
- Elisa.

El diagnóstico de protozoarios intestinales humanos depende de la observación microscópica de trofozoítos, quistes u oocistas en materias fecales, en el sondeo duodenal o en biopsias intestinales.

Debido a que el examen coproparasitario es altamente consumidor de tiempo y requiere de un observador experimentado, se han desarrollado alternativas que utilizan pruebas inmunológicas para detectar la presencia de parásitos en heces.

Actualmente, existen varios reactivos comerciales disponibles para la detección de algunos protozoarios como *Cryptosporidium sp*, *Entamoeba histolytica* y *Giardia lamblia*. En nuestro medio, uno de los más utilizados es el inmunocromatográfico, para la detección simultánea de *Cryptosporidium sp* y *Giardia lamblia*.

## FUNDAMENTO

Detección de antígenos parasitarios en muestras de heces frescas.

## REACTIVOS

- Diversos equipos comerciales.

---

5 Video de método inmunocromatográfico: <<https://www.youtube.com/watch?v=fQvCnPkXehk>>.

## PROCEDIMIENTO

El propuesto por el fabricante.

Kit comercial inmunocromatográfico



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

Reacción positiva



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

# BIOSEGURIDAD

El trabajo en el laboratorio de enteroparasitosis implica el riesgo potencial de ingestión de huevos o quistes de helmintos o protozoarios intestinales y de otros agentes bacterianos o virales presentes en las materias fecales derivadas para estudio, así como el riesgo de penetración transcutánea de larvas infectantes.

Para minimizar estos riesgos, se deben adoptar las siguientes precauciones:

- usar túnica de manga larga, guantes y anteojos de seguridad durante el procesamiento de las muestras;
- no comer, beber, fumar, maquillarse o manipular lentes de contacto en el área de trabajo;
- descontaminar la superficie de trabajo, siempre antes de empezar y luego de finalizar la tarea, y obviamente siempre después de derrame de material potencialmente infeccioso;
- descartar los guantes en bolsas biológicas rojas y lavar y cepillar las manos con jabón líquido al finalizar las tareas de manipulación de materias fecales;
- proceder a la desinfección de las manos con alcohol etílico 70°.

Conservadores	Ventajas	Desventajas
Formol al 5 %	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Para todo propósito de fijación.</li> <li>• Fácil preparación.</li> <li>• Vida útil prolongada.</li> <li>• Preserva bien la morfología de huevos de helmintos, larvas, quistes de protozarios y coccidios.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• No apropiado para tricrómica.</li> <li>• Inadecuado para preservar la morfología de trofozoítos.</li> <li>• Interfiere con PCR.</li> </ul>
Formol al 10 %	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Se conservan muestras para utilizar en procedimientos de concentración y microscopio de inmunofluorescencia.</li> <li>• Apropiado para kinyoun, safranina y cromotrope.</li> <li>• Compatible con inmunoensayos.</li> </ul>	
MIF (mertiolate-iodoformaldehido)	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Fijan y se puede realizar coloraciones.</li> <li>• Fácil preparación.</li> <li>• Vida útil prolongada.</li> <li>• Útil para estudios de campo.</li> <li>• Utilizar en procedimientos de concentración.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• No es apto para algunos frotis permanentes teñidos con tricrómica.</li> <li>• Inadecuada preservación de la morfología de los trofozoítos de protozoos.</li> <li>• El yodo interfiere con la fluorescencia.</li> <li>• El yodo puede causar distorsión de los protozoos.</li> </ul>
PVA Modificado cobre o zinc	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Se pueden preparar frotis permanentes con tricrómico.</li> <li>• El zinc es preferible a la de cobre.</li> <li>• No cloruro de mercurio.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• No tinción consistente.</li> <li>• Organismo morfología puede ser pobre.</li> <li>• El cobre la morfología de los quistes y trofozoítos es pobre.</li> <li>• Zinc-mejor morfología.</li> </ul>

Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar), Dra. Nora Fernández

# RECOLECCIÓN DE MUESTRAS

## Instructivo para materias fecales

1. Rotular un recipiente plástico limpio, de boca ancha y con tapa de rosca, con el nombre y el documento de identidad de la persona que va a ser estudiada.
2. Destapar el recipiente, el cual debe estar vacío y limpio.
3. Depositar una muestra de materia fecal tomada con cucharita descartable (del tamaño aproximado de una nuez) y colocarla con la cucharita dentro del recipiente. Tapar bien el recipiente.
4. Colocar el recipiente dentro de una bolsa plástica.

### *OBSERVACIONES*

La muestra de materias fecales no debe estar mezclada con orina. El material debe ser entregado en el laboratorio lo más fresco posible. Puede ser del día anterior, conservado en heladera. No es necesario que el recipiente esté en condiciones de esterilidad. No es preciso realizar dieta previa.

## Instructivo para la realización de la espátula adhesiva o del método de Graham

1. Pasar el extremo adhesivo por el margen anal del niño o del adulto cuando recién se despierte:
  - a. antes de higienizarse;
  - b. antes de levantarse de la cama;
  - c. antes de movilizar el intestino.
2. Repetir de igual modo y con la misma espátula durante tres mañanas consecutivas.

### *OBSERVACIONES*

El extremo adhesivo o engomado de la espátula no debe estar sucio con materias fecales, ni con cremas, ni con talco.



Fuente: Departamento de Parasitología y Micología,  
Facultad de Medicina (Udelar)

## TRANSPORTE DE MUESTRAS

El transporte de muestras biológicas tiene importancia mundial. Existen normas internacionales para un correcto envío de muestras biológicas que preserve la seguridad,<sup>6</sup> dado que un manejo incorrecto de sustancias con agentes infecciosos puede ocasionar accidentes con morbilidad y mortalidad variables.

Se entiende por sustancias infecciosas aquellas respecto de las cuales se sabe o se cree fundamentalmente que contienen agentes patógenos que pueden causar enfermedades en los seres humanos o en los animales. Por lo tanto, se deberá mantener la integridad de las personas mediante un manejo adecuado que cumpla con las normas de bioseguridad.<sup>7</sup>

La obtención, el transporte y la conservación de muestras son fundamentales en el diagnóstico y en la investigación clínica, por lo que se deberá brindar confiabilidad en todo el proceso.

Asimismo, es necesario realizar un control de los equipos de refrigeración (heladeras) para las muestras. Para ello, se utilizan termómetros en las heladeras y se lleva a cabo un registro semanal. El control asegura la calidad y estabilidad de las muestras para obtener resultados.

El acondicionamiento de las muestras debe seguir las normas interna-

6 Véase: World Health Organization. Guidance on Regulations for the Transport of Infectious Substances 2015-2016. WHO Press, Suiza, 2015. Disponible *on line*: <[http://www.who.int/ihr/publications/who\\_hse\\_ihr\\_2015.2/es/](http://www.who.int/ihr/publications/who_hse_ihr_2015.2/es/)>.

7 Véase: Ministerio de Salud Pública. Decreto N.º 382/014. 2015. Disponible *on line*: <<https://www.impo.com.uy/bases/decretos/382-2014>>.

cionales de transporte de muestras o sustancias biológicas provenientes de pacientes.

El recipiente primario (el que se le entregó al paciente) debe acondicionarse en un segundo recipiente de plástico, y este último, en una caja de cartón. Recomendamos que se adopte este tipo de medida para el transporte de muestras, es decir, cada una con doble envase de protección y el conjunto en una conservadora para tales fines con sachets refrigerantes, sobre todo durante los meses cálidos. Para las espátulas adhesivas no es necesaria la refrigeración.

Las materias fecales pueden mantenerse refrigeradas durante 24 horas hasta después de emitidas y antes del procesamiento en el laboratorio. En el caso de que se utilicen conservantes o preservadores, pueden mantenerse más tiempo, dependiendo de cuál se use, además de cómo influyan en las formas evolutivas y su toxicidad.<sup>8</sup>

La congelación a  $-20$  o  $-80^{\circ}\text{C}$  se utiliza con fines de investigación, pero la muestra lleva otro proceso.

El transporte debe ser efectuado en medios de locomoción adecuados para tal fin. No se debe transportar muestras biológicas en medios de transporte particulares.

---

8 Conservadores utilizados para el transporte y almacenamiento de heces.

# REFERENCIAS

---

## ELECTRÓNICAS

*Preparación de Colorantes*, <[www.euita.upv.es/variados/biologia/tecnicas\\_de\\_histologia\\_vegetal/Documentos/Colorantes.htm](http://www.euita.upv.es/variados/biologia/tecnicas_de_histologia_vegetal/Documentos/Colorantes.htm)>

Stool specimens - staining procedures. Centers for Disease Control and Prevention. DPDx - Laboratory Identification of Parasitic Diseases of Public Health Concern, <<http://www.cdc.gov/dpdx/diagnosticProcedures/stool/staining.html>>.

## BIBLIOGRÁFICAS

1. MELVIN, DM; BROOKE, MM. Métodos de laboratorio para diagnóstico de parasitosis intestinales, Ed. Interamericana, 1.ª edición, México DF, 1971.
2. OSIMANI, JJ. Parasitología médica, Ed. Librería Médica Editorial, Montevideo, 1982.
3. Atías, A. Parasitología médica, Ed. Mediterráneo, Santiago de Chile, 1998.
4. Ash, LR; Orihel, TC. Atlas de parasitología humana, Ed. Médica Panamericana, 5.ª edición, Buenos Aires, 2011.
5. Botero, D. Parasitología médica, Ed. Corporación para Investigaciones Biológicas, 5.ª edición, Medellín, 2012.
6. BECERRIL Flores, MA. Parasitología médica, McGraw Hill/Interamericana Editores, 4.ª edición, México DF, 2014.

## TRABAJOS NACIONALES EN ORDEN CRONOLÓGICO

- RICALDONI, A; BERTA, A. La disentería amibiana en el Uruguay. An Fac Med (Montevideo) **1916**. 1:31. No disponible *on line*.
- GAMINARA, A; RINALDI, M. Nota previa sobre la existencia de casos autóctonos de anguilulosis en el Uruguay. Bol Cons Nac Hig (Montevideo) **1923**. 27:575. No disponible *on line*.
- VOGELSANG, EG; Tálíce, RV. *Balantidium coli* en el Uruguay. Bol Inst Clin Quir (Buenos Aires) **1928**. 4:71. No disponible *on line*.
- GAMINARA, A. Sobre parásitos intestinales humanos en el Uruguay. Med Países Cálidos (Madrid) **1929**. 2:48. No disponible *on line*.
- STAJANO, C; TÁLICE, RV. Máscara quirúrgica de la ascariasis. Rev Cir (Uruguay) **1932**. 3:184. No disponible *on line*.
- TÁLICE, RV. AMIBIASIS. An Fac Med (Montevideo) **1937**. 22:307. No disponible *on line*.
- LÓPEZ FERNÁNDEZ, JR. Frecuencia de la oxiurosis apendicular infantil en nuestro medio. Arch Soc Pediat (Uruguay) **1946**. 17:169. No disponible *on line*.
- OSIMANI, JJ. Parasitismo humano por *Dipylidium caninum* (Linneo, 1758). An Inst Hig (Montevideo) **1947**. 1:129. No disponible *on line*.
- TÁLICE, RV. Pseudoparasitismo en Gastroenterología. An Fac Med (Montevideo) **1947**. 32:1-24. No disponible *on line*.
- LÓPEZ FERNÁNDEZ, JR. El diagnóstico de la oxiurosis en el laboratorio. Frecuencia de la oxiurosis infantil en nuestro medio. An Inst Hig (Montevideo) **1948**. 2:85. No disponible *on line*.
- LÓPEZ FERNÁNDEZ, JR. Una técnica rápida de coloración por la Hematoxilina Férrica. An Inst Hig (Montevideo) **1950**. 3-99. No disponible *on line*.
- TÁLICE, RV; PÉREZ MOREIRA, L. Anomalías múltiples de un ejemplar adulto de *Tenia saginata*. Arch Urug Med Cir y Esp **1955**. XLVI:1. No disponible *on line*.
- OSIMANI, JJ. Infecciones múltiples por las tenias llamadas «solitarias»: A propósito de un caso con 9 ejemplares de *Taenia solium*. An Fac Med (Montevideo) **1958**. 43:223. No disponible *on line*.
- ABENTE HAEDO, F; RODRÍGUEZ DEVICENZI, D; OSIMANI, JJ; MESCIA, W. Un brote epidémico en Florida, de distomatosis humana por *Fasciola hepatica*. An Fac Med (Montevideo) **1960**. 45:319-329. No disponible *on line*.
- GUTIÉRREZ BLANCO, H; LÓPEZ FERNÁNDEZ, JR; MONTERO, J; BOCCARDO, J. Parasitosis intestinales en el Uruguay. Hoja Gastroenterol **1961**. 1:3. No disponible *on line*.

- GUTIÉRREZ BLANCO, H; LÓPEZ FERNÁNDEZ, JR; MONTERO, J; BOCCARDO, J. Aspectos clínicos de la amibiasis en el Uruguay. *Día Méd Uruguayo* **1962**. 29:4205. No disponible *on line*.
- LÓPEZ FERNÁNDEZ, JR; WITKIND, J. Oxiuriasis familiar. Su tratamiento con una dosis única de pamoato de pirvinio (Vanquin). Consideraciones clínico-epidemiológicas y terapéuticas. V Cong Med Uruguayo (Montevideo) **1962**. 10-15. No disponible *on line*.
- FRANCA RODRÍGUEZ, ME; OSIMANI, JJ. Tratamiento de la teniasis con N-(2-cloro-4-nitrofenil)-5 cloro salicilamida (Yomesan). *Rev Urug Patol Clín* **1963**. 1:71. No disponible *on line*.
- MARGOLIS, E; GEZUELE, E; FURIS, B. Incidencia de oxiuros en una población sana. *Día Med Uruguayo* **1963**. 29:4602. No disponible *on line*.
- OSIMANI, JJ. Parasitosis intestinales en la ciudad de Montevideo. *Rev Urug de Patol Clínica*, **1963**. 1(1): 51.. No disponible *on line*.
- OSIMANI, JJ; Grunberg, J; Anzalone, A; Varela, JC. Tratamiento de la enterobiasis con pamoato de pirvinio. Problemas de la evaluación terapéutica de dicha parasitosis. *An Fac Med (Montevideo)* **1963**. 48:34. No disponible *on line*.
- OSIMANI, JJ; CERUZZI, O; SCAVONE, E; BALÁS, R. Tricostrogilosis humana. Primeros casos encontrados en el Uruguay. Su hallazgo en otros países sudamericanos. *Rev Urug Patol Clín* **1966**. 4:79. No disponible *on line*.
- OSIMANI, JJ; CERUZZI, O; SCAVONE, E. Estudio comparativo de tres métodos de concentración utilizados en el examen parasitológico de materias fecales: métodos de Ritchie, de Faust y colaboradores y de Carles y Barthélemy. *Rev Urug Patol Clín* **1969**. 7:30. No disponible *on line*.
- MAGGI, R; OSIMANI, JJ; BALÁS, R; CALEGARI, AM; BAGURSKAS, V; ZANETTA, E; SALMOIRAGHI, S; RODRÍGUEZ, N; REGUSCI, A. Parasitosis intestinales en una muestra de la población de Montevideo. *Rev Urug Patol Clín y Microbiol* **1976**. 14:35. No disponible *on line*.
- OSIMANI, JJ; MAGGI, R; ZANETTA, E; BALÁS, R; RODRÍGUEZ, N; SALMOIRAGHI, S; CALEGARI, AM; BAGURSKAS, V; REGUSCI, A. Acción antihelmíntica del mebendazol. *Semana Méd (Buenos Aires)* **1976**. 149:503. No disponible *on line*.
- MAÑÉ GARZÓN, F; ZANETTA, E; BATHYANY, E; ZORRILLA, R. Infiltrado pulmonar simple con eosinofilia (síndrome de Loeffler) por *Ascaris lumbricoides*. *Arch Ped Uruguayo* **1977**. 48:23. No disponible *on line*.
- GENINAZZI, HE. Distomatosis hepática humana por *Fasciola hepatica*. Tesis de doctorado **1978**. No disponible *on line*.
- ZANETTA, E; TENZER, R; ACUÑA, AM; CALCAGNO, M. Enteroparasitosis en el niño. Experiencia en Policlínica de Enfermedades Parasitarias del Instituto de Higiene de Montevideo. *Arch Ped Uruguayo* **1981**. 52(1-2):3-14. No disponible *on line*.

- ZANETTA, E; BONIFACINO, R; ACUÑA, A; TENZER, R. Ejemplar adulto anómalo de *Taenia saginata*. Rev Urug Patol Clín **1982**. 17:13-22. No disponible *on line*.
- CERUZZI, O; FRANCA RODRÍGUEZ, ME; Carbajal, S; Martínez Prado, G; Calegari, AM; Calcagno, M. Enteroparasitosis en una población de nivel socio-económico medio del Uruguay. Rev Urug Patol Clín **1983**. 19-20:3-15. No disponible *on line*.
- ZANETTA, E. Giardiasis en el niño. En: MAGGI, R. Afecciones gastroenterológicas del niño. Ed. Librería Médica, Uruguay, **1983**. No disponible *on line*.
- ACUÑA, AM. Tutora: ZANETTA, E. Hymenolepiasis. Monografía de posgrado de Parasitología y Micología **1986**. No disponible *on line*.
- BONIFACINO, R. Diagnóstico de *Cryptosporidium sp* por la técnica de Ziehl Neelsen modificado. Rev Soc Urug Parasitol **1987**. 1(1): 7-14. No disponible *on line*.
- ZANETTA, E; BONIFACINO, R; CARMONA, C; ACUÑA, AM; GUERRERO, J. Primeros hallazgos en Uruguay de un nuevo agente de diarrea aguda infantil: *Cryptosporidium sp*. Arch Ped Uruguay **1987**. 58(1):37-45. No disponible *on line*.
- MONTANO, A; ALGORTA, G; MURILLO, N; PÍREZ, C; ZANETTA, E. Informe final de la investigación: diarrea aguda Uruguay. Arch 3-P-87-0323. Departamento de Bacteriología y Virología, Facultad de Medicina, Uruguay - International Development Research Centre (IDRC), Canadá. **1991**. No disponible *on line*.
- SCHELOTTO, F; PÍREZ, C; MAGLIONE, R; ALFORTA, G; MONTANO, A; VARELA, G; ZANETTA, E; ACUÑA, A; CHIPARELLI, H; PALACIO, R; HORTAL DE PELUFFO, M. Agentes asociados a diarrea aguda en niños de la comunidad. Libro Resúm I Congr Ibero Lat Americ Gastroenterol Ped y Nutric, Uruguay, **1991**. No disponible *on line*.
- LÓPEZ LEMES, MH; ACUÑA, AM; RAMA, I; HERNÁNDEZ, S. Distomatosis humana en un grupo familiar. Rev Urug Patol Clín **1994**. No disponible *on line*.
- ZANETTA, E; FERNÁNDEZ, N; NÚÑEZ, C; BONASSE, J; LAÍNO, S. Estudio comparativo de dos métodos de concentración fecal para la detección de enteroparásitos: Formol-éter (Ritchie) y Para-Pak-Macro-Con (Meridian). Rev Urug Patol Clín **1994**. No disponible *on line*.
- ZANETTA, E; ACUÑA, AM; DA ROSA, D. Pautas de tratamiento de las enteroparasitosis en Centros de Cuidado Diurno para preescolares. Arch Pediatr Uruguay **1994**. 65(3):53-55. No disponible *on line*.
- ZANETTA, E; ACUÑA, AM; DA ROSA, D; LENA, A, MURILLO, N. Propuesta metodológica para el control de las enteroparasitosis en «guarderías» comunitarias. Resultados del Plan Piloto. Arch Pediatr Urug, **1995**. 66 (1):11-18. No disponible *on line*.
- LÓPEZ LEMES, MH; HERNÁNDEZ, S; ACUÑA, AM; NARI, A. Fascioliasis en la República Oriental del Uruguay. Rev Med Uruguay **1996**. 12:37-43. Disponible *on line*: <<http://www.rmu.org.uy/revista/12/1/2/es/6/>>.

- LÓPEZ LEMES, MH; ACUÑA, AM; HERNÁNDEZ, S; CIRÍACOS, C. Estandarización de técnicas de inmunodiagnóstico de distomatosis humana. *Rev Urug Patol Clín* **1996**. 27:25-30. No disponible *on line*.
- SALVATELLA, R; EIRALE, C. Examen coproparasitario: metodología y empleo. Revisión técnico-metodológica. *Rev Med Uruguay* **1996**. 12(3):215-223. Disponible *on line*: <<http://www.rmu.org.uy/revista/1996v3/art6.pdf>>.
- MÉNDEZ, MV y cols. Diarrea persistente en niños hospitalizados menores de 30 meses. Primer Premio de la Academia Nacional de Medicina 1994. Publicación de CSIC-UROU. **1997**. Disponible *on line*: <[http://www.csic.edu.uy/renderPage/index/pageld/424#heading\\_1190](http://www.csic.edu.uy/renderPage/index/pageld/424#heading_1190)>.
- ACUÑA, AM; DA ROSA, D; COLOMBO, H; SAÚL, S; ALFONSO, A; COMBOL, A; CASTELLÓ, R; ZANETTA, E. Parasitosis intestinales en guarderías comunitarias de Montevideo. *Rev Med Uruguay* **1999**. 15: 24-33. Disponible *on line*: <<http://www.rmu.org.uy/revista/15/1/2/es/4/>>.
- XAVIER, B; COMBOL, A; ZANETTA, E; ACUÑA, AM. *Isospora belli*, un patógeno emergente. *Rev Urug Patol Clín* **1999**. 31:32. No disponible *on line*.
- ZANETTA, E; ACUÑA, AM; LEVAGGI, G; DA ROSA, D; SAÚL, S; ALFONSO, A. Enteroparasitosis, un perfil epidemiológico emergente y su marco socio económico. En: PAHO/HCP/HCT/156.99. Instituto de Higiene. Enfermedades parasitarias en Uruguay, sus fundamentos y consecuencias sociales y económicas, Uruguay, **1999**. No disponible *on line*.
- ACUÑA, A; LEVAGGI, G; ZANETTA, E; NÚÑES, C; CADENAS, G; ISNARDI, R, BARLETTA, M; SÁNCHEZ, B; LEITES, M. Geohelmintiasis en escuelas de zonas periféricas de Montevideo. *Rev Urug Patol Clín* **2000**. 33:55-56. No disponible *on line*.
- ALFONSO, A; ZANETTA, E; DA ROSA, D; ACUÑA, A; SAÚL, S; COLOMBO, H; COMBOL, A; Castelló; Russi, C; De León, H. Enteroparasitosis en jardines para preescolares de Montevideo. *Rev Urug Patol Clín* **2000**. 33:57. No disponible *on line*.
- ALFONSO, A; ACUÑA, A; DA ROSA, D; ZANETTA, E; SAÚL, S; COLOMBO, H. Estudio retrospectivo del perfil epidemiológico de las enteroparasitosis en guarderías comunitarias. *Rev Urug Patol Clín* **2000**. 33:56. No disponible *on line*.
- FERNÁNDEZ, N; COMBOL, A; ACUÑA, AM; ZANETTA, E. Microsporidiosis: primer hallazgo en Uruguay de *Enteocytozoon bienensei*. *Rev Urug Patol Clín* **2000**. 33:52. No disponible *on line*.
- SALVATELLA, R; EIRALE, C; VITALE, E; GARÍN, A; LOCANO, A; CASTRO, G. *Iodamoeba bütschlii* (*Amoebida, Endamoebidae*), en Montevideo. Amiba enteroparásita humana de origen zoonótico. *Rev Urug Patol Clín* **2000**. 33:49. No disponible *on line*.
- SALVATELLA, R; EIRALE, C; SUNDBERG, F. Primera detección de *Cyclospora cayentanensis* en Uruguay, a partir de un caso de diarrea del viajero adquirido en el exterior. *Rev Urug Patol Clín* **2000**. 32:9-12. No disponible *on line*.

- CALEGARI, L; GEZUELE, E; ZANETTA, E; SALVATELLA, R; ACUÑA, AM; ROSA, R; DA ROSA, D; PUIME, A. Enfermedades parasitarias en el Uruguay. En: Salvatella, R; Puime, A (eds.). Las enfermedades transmisibles en el Uruguay. Monografías del Instituto de Higiene N.º 1, IH/MSP/OPS/OMS, Uruguay, **2001**, 24-37. No disponible *on line*.
- CONTI DÍAZ, IA. Enfermedades emergentes y reemergentes en Uruguay. Rev Med Uruguay **2001**. 17:180-199. Disponible *on line*: <<http://www.rmu.org.uy/revista/17/3/2/es/6/>>.
- TORRES, ME; PIREZ, MC; SCHELOTTO, F; VARELA, G; PARODI V; ALLENDE F; FALCONI E; DELLACQUA L; GAIONE P; MÉNDEZ MV; FERRARI AM; MONTANO A; ZANETTA E; ACUÑA AM; CHIPARELLI H; INGOLD E. Etiology of children's diarrhea in Montevideo, Uruguay: associated pathogens and unusual isolates. Journ Clin Microbiol **2001**. 39(6):2134-2139. Disponible *on line*: <<http://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC88101/>>.
- ACUÑA, AM; ALFONSO, A; ALGORTA, G; ANCHIERI, D; BETANCOR, L; CHABALGOITY, A. Enfermedades transmitidas por alimentos en Uruguay, Ed. OPS, Uruguay, **2002**. No disponible *on line*.
- FERNÁNDEZ, N; COMBOL, A; ZANETTA, E; ACUÑA, A; GEZUELE, E. Primer diagnóstico de microsporidiosis humana en Uruguay. Rev Med Uruguay **2002**. 18(3):251-55. Disponible *on line*: <<http://www.rmu.org.uy/revista/18/3/2/es/9/>>.
- FERNÁNDEZ, N; DIMENZA, M; GEZUELE, E; PONTE, P. Balantidiasis colónica paucisintomática. Rev Urug Patol Clín **2002**. 35:33. No disponible *on line*.
- FERNÁNDEZ, N; NÚÑEZ, C; ZANETTA, E; FAZZIO, S. Hallazgo de microsporidios en población infantil de Uruguay. Rev Urug Patol Clín **2002**. 35:33. No disponible *on line*.
- SALVATELLA, R; BALLESTÉ, R; PUIME, A; RODRÍGUEZ, G; EIRALE, C; CALEGARI, L. *Cyclospora cayetanensis* en Uruguay. Agente de diarrea del viajero, adquirida en el exterior. Rev Med Uruguay **2002**. 18(2):175-179. Disponible *on line*: <<http://www.rmu.org.uy/revista/2002v2/art9.pdf>>.
- ACUÑA, AM; CALEGARI, L; CURTO, S; LINDNER, C; ROSA, R; SALVATELLA, R; SAVIO, M; ZANETTA, E. Helmintiasis intestinales. Manejo de las geohelmintiasis, Ed. MSP/OPS/OMS, Uruguay, **2003**.
- Instituto de Higiene. Helmintiasis intestinales transmitidas por suelos contaminados. Geohelmintiasis: material para maestros y agentes comunitarios, **2003**.
- CALEGARI, L; SALVATELLA, R; GEZUELE, E; ZANETTA, E; ACUÑA, A; BALLESTÉ, R; BASMADJIAN, Y; ROSA, R; PUIME, A; ARTETA, Z; RUSSI, C; XAVIER, B; RISSO, M; CABRERA, MJ; GONZÁLEZ-ARIAS, M; COMBOL, A; ACOSTA, G; DA ROSA, D; GONZÁLEZ-CURBELO, M; LIPORACE, V. Enfermedades parasitarias y micóticas en el Uruguay. Reseña cuali-cuantitativa de situación, Ed. OPS/DPC/CD, **2004**.

- SALVATELLA, R; BALLESTÉ, R. Manual de toma de muestra para estudio bacteriológico, parasitológico y micológico. Selección, recolección, conservación y transporte. Departamento de Laboratorio Clínico, Repartición Microbiología, Hospital de Clínicas, Facultad de Medicina, Uruguay, **2004**. Disponible *on line*: <[http://alaclin.weebly.com/uploads/5/2/2/6/5226108/manual\\_de\\_tomas\\_de\\_muestras2.pdf](http://alaclin.weebly.com/uploads/5/2/2/6/5226108/manual_de_tomas_de_muestras2.pdf)>.
- CALEGARI, L; ACUÑA, A., Zanetta, E.; CARLEVARO, E.; SUÁREZ, A.; ROSSI, P. Control de las geohelmintiasis en Casabó y Cerro Oeste, Zonal 17 de Montevideo, particularmente en las zonas en situación crítica sanitaria. Informe a CSIC de la Universidad de la República **2005**. No disponible *on line*.
- LENA LACUESTA, A. Oxiurososis y desempeño cognitivo. Tutora: Acuña, AM. Monografía de posgrado de Parasitología y Micología **2005**. No disponible *on line*.
- MAGALLANES, C. TUTORA: ACUÑA, AM. Helmintiasis intestinales en niños de la ciudad de Paysandú. Monografía de la licenciatura en Laboratorio Clínico (EUTM) **2005**. No disponible *on line*.
- ZANETTA, E; ACUÑA, AM; DA ROSA, D. Evaluación del impacto de un programa de control de parasitosis intestinales en jardines infantiles de la ciudad de Montevideo. Libro Resúm XVII Congr Lat Americ Parasitología, Argentina, **2005**. No disponible *on line*.
- ARTETA, Z; MENCIA, X; Larre BORGES, A; GEZUELE, E; CALEGARI, L. Hiperinfección por *Strongyloides stercoralis* (Bavay 1876, Stiles y Hassall 1902). Rev Med Urug **2006**. 22:226-230. Disponible *on line*: <<http://www.rmu.org.uy/revista/2006v3/art10.pdf>>.
- BARONE, V. Tutora: Acuña, AM. Prevalencia de parasitosis intestinales en la población infantil de Capilla del Sauce (departamento de Florida). Monografía de posgrado en Medicina Familiar y Comunitaria **2006**. Disponible *on line*: <<http://www.medfamco.fmed.edu.uy/Archivos/monografias/monografiPrevalenciaParasitos.pdf>>.
- COMBOL, A; FERNÁNDEZ, N; FIGUEREDO, E; ACUÑA, A; ZANETTA, E. Implementación de una técnica de coloración para el diagnóstico simultáneo de coccidios y microsporidios. Rev Urug Patol Clín **2006**. 41:48. No disponible *on line*.
- GEZUELE E, FERNÁNDEZ N, DI MENZA M, PONTE P. Un caso de balantidiasis humana paucisintomática. Rev Med Uruguay **2005**, 21: 164-166. Disponible *on line*: <<http://www.rmu.org.uy/revista/21/2/2/es/9/>>.
- GONZÁLEZ, M; BASMADJIAN, Y; DE MELLO, A; SANABRIA, D; ACUÑA, AM. Oxiuriasis y eosinofilia. Rev Urug Patol Clín, Mar del Plata, **2006**. 41:49. No disponible *on line*.
- DÍAZ, B; DE GROSSI, A; SILVA, Y; METHOL, M; MOREIRA, J; RON, D; AZCURRA, L; BRENA, G; FERNÁNDEZ, A; BRUNETTO, I; ORIGUELA, S; VIENES, S; DA CUNHA, B; ESPEL, A; ACUÑA, A. Un enfoque interdisciplinario ante el fracaso escolar y la pobreza. En: xx Encuentro Nacional de Psicólogos **2007**. No disponible *on line*.

- FERNÁNDEZ, N; Zanetta, E; Fernández, M; Núñez, C; Bonasse, J. Diagnóstico de enteroparásitos en niños. *Rev Urug Patol Clín* **2008**. 20:43. No disponible *on line*.
- ACUÑA, AM; GONZÁLEZ, PM; CABRERA, MJ; GONZÁLEZ, M; FERNÁNDEZ, A. Aportes al diagnóstico de *Cryptosporidium sp* en heces. I Congreso Uruguayo de Infectología **2009**. No disponible *on line*.
- ACUÑA, AM; SKAPINO, E. Vinculación entre infecciones parasitarias intestinales y estado nutricional en escolares de la Escuela N.º 317 (Zonal 6 - Montevideo) **2009**. No disponible *on line*.
- BASMAJDIÁN, Y; GONZÁLEZ, M; DE MELLO, A; VILA, M; TERRA, V; VERONÉS, MT; ACUÑA, AM. Parasitismo por *Cryptosporidium spp* (*Apicomplexa; Cryptosporidiidae*) (Tyzzer, 1907) en población mutua del Uruguay. Libro de Resúm XIX Congreso Lat Americ Parasitología FLAP, Paraguay, **2009**. Disponible *on line*: <<http://www.paho.org/hq/dmdocuments/2010/libroresumenesflap2009.pdf>>.
- CABRERA, MJ; COMBOL, A; GONZÁLEZ, M; FALCAO, L; FERNÁNDEZ, A; ACUÑA, A. Detección de enteroparásitos en pacientes con infección por VIH en Montevideo. I Congreso Uruguayo de Infectología **2009**. No disponible *on line*.
- ZANETTA, E; ACUÑA, AM; DA ROSA, D; CABRERA, MJ. Evaluación de un programa de control de enteroparasitosis en centros de cuidado diurno para preescolares de Montevideo, Uruguay. Libro Resúm XIX Congreso Lat Americ Parasitología FLAP, Paraguay, **2009**. Disponible *on line*: <<http://www.paho.org/hq/dmdocuments/2010/libroresumenesflap2009.pdf>>.
- ACUÑA, AM; FALCAO, L; CABRERA, MJ; GONZÁLEZ, PM; VARELA, E; ZANETTA, E. Giardiasis resistente a drogas. *Rev Urug Patol Clín* **2010**. 46:28. No disponible *on line*.
- ACUÑA, AM; Skapino, E; FALCAO, L; PEREGALLI, F; ÁLVAREZ, R; MASSA, F; CABRERA, MJ. Infecciones parasitarias intestinales y estado nutricional en escolares de Malvín Norte. *Rev Urug Patol Clín* **2010**. 46:26. No disponible *on line*.
- CABRERA, MJ; PINATO, D; GARCÍA, J; ARTETA, Z; LEÓN, D; COMBOL, A; FALCAO, L; FERNÁNDEZ, N; ACUÑA, AM. Características de las enteroparasitosis en pacientes VIH/SIDA asistidos en el Servicio de Enfermedades Infecto Contagiosas - ASSE. *Rev Urug Patol Clín* **2010**. 46:34. No disponible *on line*.
- GARCÍA, J; LEÓN, D; PINATO, D. TUTORA: ACUÑA, AM. Prevalencia de criptosporidiosis entérica en una población de pacientes VIH/SIDA en la ciudad de Montevideo, Uruguay. Monografía de licenciatura en Laboratorio Clínico (EUTM) **2010**. No disponible *on line*.
- NURCZYK, S; ACUÑA, AM; FALCAO, L; CABRERA, MJ. Enteroparasitosis en escuela de niños con capacidades diferentes. *Rev Urug Patol Clín* **2010**. 46:27. No disponible *on line*.

- PICOREL, S; VÁZQUEZ, L; Vespa, I: Tutora: ACUÑA, AM. Prevalencia de enteroparasitosis infantil en el barrio Santa Isabel de Las Piedras, Canelones, durante el período setiembre-octubre 2010. Monografía de CICLIPA II **2010**. No disponible *on line*.
- URETA, A; PASTRO, L; ACUÑA, A; CABRERA, MJ; GARAT, B. Implementación del PCR-RFLP para la identificación de genotipos y sub-genotipos de aislamientos clínicos de *Giardia lamblia* en el Uruguay. Libro Resúmenes xx Congr Lat Americ Microbiología, Uruguay, **2010**. N-049:220. No disponible *on line*.
- DA ROSA, D. Tutoras: ZANETTA, E; ACUÑA, A. Geohelmintiasis. Geo-referenciación de casos y su uso en un sistema de vigilancia centinela. Monografía docente **2011**. No disponible *on line*.
- GILSANZ, JC; LEONI, C; ARANDA, S; SCHELOTTO, F; ACUÑA, A. Uso agrícola de los lodos urbanos. Montevideo, Rev INIA **2012**. 29:51-55. Disponible *on line*: <<http://www.inia.uy/Publicaciones/Documentos%20compartidos/18429300612191846.pdf>>.
- GOÑI, E; ESTAVILLO, E; FIGUEREDO, F; LEAL, P; PINI, V; SALINAS, K; TEJERA, V; TESORE, C; TRAVIESO, A; ACUÑA, A; COMBOL, A. Geohelmintiasis en niños de primer y segundo año de la Escuela Islas Baleares, Malvín Norte, CSIC/PAIE, Uruguay, **2011-2012**. Disponible *on line*: <[http://www.csic.edu.uy/renderPage/index/pagelId/1068#heading\\_4026](http://www.csic.edu.uy/renderPage/index/pagelId/1068#heading_4026)>.
- GOÑI, ME; TESSORE, CV; ESTAVILLO, EI; FIGUEREDO, F. Prevalencia de enteroparasitosis en escolares de contexto crítico. Tutoras: Acuña, AM; Combol, A. Monografía de licenciatura Laboratorio Clínico (EUTM) **2012**. No disponible *on line*.
- PEREIRA, M; D'ALESSANDRO, B; ECHEZARRETA, M; HERNÁNDEZ, T; BRENA, B; FEOLA, G; ALBERTI, A; GILLMAN, L; BEROIS, M; ACUÑA, A; COMBOL, A; HERNÁNDEZ, N; MARINOF, N; TORO, C. Evaluación de la contaminación fecal de cuerpos de agua en un contexto de precariedad urbana, como parte del diagnóstico socio-ambiental participativo y de la implementación de medidas preventivas para la salud. Rev XIV Jorn Soc Urug Biociencias (Piriápolis) **2012**. Micro-3-068: 102. No disponible *on line*.
- ACUÑA, AM; Álvarez, R; SKAPINO, E. Parasitosis intestinales y estado nutricional en una escuela de Montevideo. Colección Interdisciplinarias 2012, Espacio Interdisciplinario, Universidad de la República, Uruguay, **2013**. Disponible *on line*: <[http://www.iesta.edu.uy/wp-content/uploads/2014/05/5281-Parasitosis-Rev05Version\\_Final.pdf](http://www.iesta.edu.uy/wp-content/uploads/2014/05/5281-Parasitosis-Rev05Version_Final.pdf)>.
- ACUÑA, AM; CABRERA, MJ; DA ROSA, D; COMBOL, A; FIGUEREDO, E. Parasitosis intestinales humanas: experiencias en extensión. Congreso Extensión, Uruguay, **2013**. No disponible *on line*.
- CEUTA; Udelar; IM. Diagnóstico socioambiental orientado al estudio de las parasitosis intestinales y zoonosis: una experiencia de investigación participativa en un contexto de alta vulnerabilidad social en ciudad Barros Blancos, Canelones, Uruguay, CEUTA, Montevideo, **2013**.

- GILSANZ, JC; LEONI, C; SCHELOTTO, F; ACUÑA, A. Uso potencial de los lodos urbanos en la producción agrícola. *Agrociencia Uruguay* **2013**. 17 2: 1-10. Disponible *on line*: <<http://www.fagro.edu.uy/agrociencia/index.php/directorio/article/viewFile/816/619>>.
- MATTOS, V. Niños con parásitos en Canelones. *Uruguay Ciencia* **2013**. 4-7. Montevideo. Disponible *on line*: <[http://www.uruguay-ciencia.com/articulos/UC16/Parasitosis\\_Canelones\\_UC16.pdf](http://www.uruguay-ciencia.com/articulos/UC16/Parasitosis_Canelones_UC16.pdf)>.
- ACUÑA, AM; CABRERA, MJ; RODRÍGUEZ, T; CABRERA, F; GONZÁLEZ, T; FIGUEREDO, E; Da ROSA, D; TORT, C; COMBOL, A. Optativa: parasitosis intestinales humanas. En: BRAIDA, J; RUÉTALO, R. La salud andando en el territorio. Extensión e investigación en el medio, Facultad de Medicina, Udelar, Montevideo, **2014**. Disponible *on line*: <[http://www.extension.edu.uy/sites/extension.edu.uy/files/La\\_salud\\_andando\\_en\\_el\\_territorio.pdf](http://www.extension.edu.uy/sites/extension.edu.uy/files/La_salud_andando_en_el_territorio.pdf)>.
- ARTIGAS, J; CABRERA, F; GARCÍA, M; MORALES, G. TUTORA: ACUÑA, AM. Geohelminthiasis y situación socioeconómica en América Latina y el Caribe. Metodología Científica II. Monografía de grado **2014**. No disponible *on line*.
- BRAIDA, J; Ruétalo, R. La salud andando en el territorio. Extensión e investigación en el medio, Facultad de Medicina, Udelar, Montevideo, **2014**. Disponible *on line*: <[http://www.extension.edu.uy/sites/extension.edu.uy/files/La\\_salud\\_andando\\_en\\_el\\_territorio.pdf](http://www.extension.edu.uy/sites/extension.edu.uy/files/La_salud_andando_en_el_territorio.pdf)>.
- DALL'ORSO, P; CANTOU, V; ROSSANO, K, DE LOS SANTOS, K; FERNÁNDEZ, N; BERAZATEGUI, R; GIACHETTO, G. *Ascaris lumbricoides*. Complicaciones graves en niños hospitalizados en el Centro Hospitalario Pereira Rossell. *Arch Ped Uruguay* **2014**. 85(3):149-154. Disponible *on line*: <<http://www.scielo.edu.uy/pdf/adp/v85n3/v85n3a02.pdf>>.
- GONZÁLEZ, T; CABRERA, F; RODRÍGUEZ, T; COMBOL, A; ACUÑA, A. Enteroparasitosis en pacientes VIH/SIDA del Servicio de Enfermedades Infecto Contagiosas (ASSE). *Rev Urug Patol Clín* **2014**. 53:76. No disponible *on line*.
- RODRÍGUEZ PINHEIRO, T; TORT CANTO, C; CABEZA DÍAZ, E; ACUÑA ZÚNIGA, AM. Enteroparasitosis en escolares de Baltasar Brum, Departamento de Artigas, Uruguay. En: BRAIDA, J; RUÉTALO, R. La salud andando en el territorio. Extensión e investigación en el medio, Facultad de Medicina, Udelar, Montevideo, **2014**. Disponible *on line*: <[http://www.extension.edu.uy/sites/extension.edu.uy/files/La\\_salud\\_andando\\_en\\_el\\_territorio.pdf](http://www.extension.edu.uy/sites/extension.edu.uy/files/La_salud_andando_en_el_territorio.pdf)>.
- TORT, C; VALLEDOR, S; RODRÍGUEZ, T; CABEZA, E; SALAZAR, M; ACUÑA, A. Nuevo caso de trichostrongylosis humana en Uruguay. III Congreso Panamericano de Zoonosis, La Plata, **2014**. No disponible *on line*.

- VALLEDOR, MA; MARINOF, N; ACUÑA, A; CENTURIÓN, S; DÍAZ, I; TORO, C; CABRERA, MJ; TORT, C; DESIDERIO, C; DÉCIA, L; CERONI, M. Diagnóstico socioambiental participativo en 3 microcuencas del área metropolitana, ciudad de Barros Blancos (Canelones), en un contexto de alta vulnerabilidad social. III Congreso Panamericano - VIII Congreso Argentino de Zoonosis, Argentina, **2014**. No disponible *on line*.
- COMBOL, A; FERNÁNDEZ, N; ACUÑA, A; LENA, A; TORT, C. Experiencia en diagnóstico de microsporidiosis intestinal en Uruguay. X Congreso Uruguayo de Bioquímica Clínica, Uruguay, **2015**. No disponible *on line*.
- CABRERA, D; CASSAMAGNAGHI, Y; FONTES, C. Tutora: ACUÑA, AM. Enteroparasitosis en Centro DIES (Desarrollo, Investigación y Estudios Socioculturales del INAU). Monografía de licenciatura en Laboratorio Clínico (EUTM) **2015**. No disponible *on line*.
- CABRERA, F; SAAVEDRA, M; LA CÁMERA, M; GARCÍA, L; GONZÁLEZ, T; KOZIOL, S; LENA, A; ITURRALDE, A. Docente orientadora: Acuña, AM. Enteroparasitosis en niños de dos centros CAIF del barrio Los Ángeles, departamento de Montevideo, CSIC/PAIE, Uruguay, **2016**. No disponible *on line*.



## PALABRAS FINALES

---

El gran desarrollo del conocimiento en los últimos años y los requerimientos, en todos los ámbitos, de una sociedad que afronta importantes procesos de cambio demandan a sus integrantes fuertes exigencias de renovación, actualización, capacitación y perfeccionamiento.

En 1994 la Universidad de la República crea, a propuesta de los egresados, el Programa de Educación Permanente, y desde 2012 lo abre a una educación para todos a lo largo de la vida.

El Programa de Educación Permanente de la Universidad de la República tiene como principales objetivos realizar actividades dirigidas a mejorar la práctica profesional y laboral y generar instancias de formación en valores, en ciudadanía y en desarrollo cultural y democrático. Se puede acceder a más información sobre este a través del sitio web: <[www.eduper.edu.uy](http://www.eduper.edu.uy)>.

Por una parte, el Programa organiza una oferta estable, pero cambiante año a año, de actividades cortas de difusión cultural, actualización, perfeccionamiento, nivelación, reorientación, complementación curricular o especialización no formal para profesionales, trabajadores, empresarios o público en general. También se realizan cursos y actividades formativas a medida para grupos de profesionales, trabajadores, empresarios o público que así lo solicite.

Por otra parte, se propone fortalecer redes educativas que les faciliten a los interesados la reinserción educativa y la culminación de ciclos curriculares. También pretende favorecer la continuidad de acceso a actividades de capacitación, ya sea en la Universidad de la República o en otras instituciones educativas.

La presente publicación ha sido financiada y gestionada a través de la convocatoria de la Comisión Sectorial de Educación Permanente (CSEP) para el Apoyo a la Publicación o Edición de Material Educativo como Producto de las Actividades de Educación Permanente. Esta Comisión efectúa un llamado anual a los servicios y dependencias universitarias interesadas en publicar contenidos de los cursos y actividades, tanto en

soporte papel (libros e impresos) como digital (audiovisual o multimedia). De esta manera, la CSEP contribuye a incrementar la divulgación de contenidos generados en cursos y actividades del Programa de Educación Permanente.

**SD**

**ÁREA CIENCIAS  
DE LA SALUD**

Diagnóstico de Enteroparasitosis Humanas es un curso dirigido a egresados: médicos, bioquímicos, licenciados, tecnólogos o auxiliares que se desempeñan en laboratorios, tanto del ámbito público como privado, realizando el diagnóstico de las parasitosis intestinales humanas.

Esta iniciativa ha sido organizada en conjunto entre el Grupo IDEAs del Sector Enteroparasitosis del Departamento de Parasitología y Micología del Instituto de Higiene y la carrera de Laboratorio Clínico de la Escuela Universitaria de Tecnología Médica, de la Facultad de Medicina de la Universidad de la República.

El objetivo ha sido mejorar el desempeño de los colegas que trabajan en una de las áreas más postergadas del laboratorio y contribuir a optimizar la calidad del diagnóstico parasitológico, brindando asesoramiento y respaldo técnico a los participantes.

COEDITORES Y AUSPICIANTES DE LA PUBLICACIÓN

