

METODO PARA MONTAJE PERMANENTE DE HUEVOS DE HELMINTOS ENTEROPARASITOS

Victor MUÑOZ (1), Ximena AGUIRRE (2), Ricardo SOTO (3) & Alicia GUERRA (4)

RESUMEN

Se comunican resultados obtenidos empleando Medio de Hoyer para el montaje de huevos de helmintos enteroparásitos, destinado a preparaciones para colecciones docentes y/o de investigación.

La utilización de esta técnica en muestras fecales conteniendo huevos de *A. lumbricoides*, *T. trichiura*, *Uncinaria sp.*, *Taenia sp.*, *Diphyllobothrium sp.*, *H. nana*, *H. diminuta* y *F. hepática*, permitió la correcta observación de ellos en lecturas iniciadas a las 24 horas y mantenidas hasta 180 días después.

UNITERMOS: Huevos de helmintos: Medio de Hoyer: Montage.

INTRODUCCION

La observación y estudio de preparados docentes macro y microscópicos es un complemento básico de la enseñanza práctica de la Parasitología. Entre las numerosas técnicas existentes para el montaje y preservación de especímenes destinados a este propósito, no hemos encontrado aquellas dirigidas a la conservación estable de huevos de helmintos, salvo algunas recomendaciones para sellar preparados de heces con una mezcla 1:1 de parafina y vaselina² o con el barniz de uña, con la sola finalidad de retardar la desecación, que es inevitable a los 4 a 5 días.

En la presente comunicación se relatan los resultados obtenidos aplicando una técnica simple y rápida, basada en el empleo del Medio de Hoyer³. Este medio, originalmente destinado al

montaje de artrópodos pequeños, permite efectuar preparados permanentes de huevos de helmintos, lo cual tiene utilidad docente y de investigación.

MATERIAL Y METODO

Con propósitos docentes mantenemos en el Laboratorio stocks de muestras fecales conteniendo huevos de helmintos parásitos intestinales, preparados mediante el método de concentración de Burrows y teñidos con colorantes MIF o con tiónina al 0.1%^{1, 4}. Seleccionando entre estas colecciones aquellas en que los huevos aparecían en mejores condiciones de conservación, sin alteraciones evidentes de estructura para su correcta identificación, se procedió a depositar so-

(1) Tecnólogo Médico, Unidad de Parasitología, Departamento de Salud Pública, División Ciencias Médicas Oriente, Universidad de Chile.

(2) Tecnólogo Médico, Laboratorio Clínico.

(3) Interno Tecnología Médica, Universidad de La Frontera, Temuco, Chile.

(4) Ayudante Técnico, Unidad de Parasitología, Universidad de Chile.

Dirección para la correspondencia: Dr. Victor Muñoz Flores, Condell 303 — Casilla 16117, Santiago, Chile.

bre un portaobjetos una gota de la muestra y una gota de Medio de Hoyer, mezclándolas con el ángulo de un cubreobjetos, cubriendo luego con la laminilla y dejando secar a temperatura ambiente 24 horas.

Medio de Hoyer:

Agua destilada	40 ml
Goma arábica granulada (amorfa)	30 gramos
Hidrato de cloral	200 gramos
Glicerina	20 ml

Disolver la goma arábica en el agua destilada, mezclando y disgregando bien por agitación. Enseguida agregar el hidrato de cloral, repitiendo la agitación. Finalmente, adicionar la glicerina, mezclando con cuidado. Guardar en frasco ambar, hermético, a temperatura ambiente.

Se procedió a efectuar preparados con huevos de las siguientes especies de helmintos enteroparásitos: *Ascaris lumbricoides*, *Trichuris trichiura*, *Uncinaria sp.*, *Taenia sp.*, *Diphyllobothrium sp.*, *Hymenolepis nana*, *Hymenolepis diminuta* y *Fasciola hepática*. Estos preparados fueron examinados a las 24-48-72 horas y a los 30-60-90-180 días, bajo microscopio de luz, con distintos aumentos y siempre por el mismo observador.

RESULTADOS

En general, los huevos de *A. lumbricoides*, *T. trichiura*, *Uncinaria sp.*, *Taenia sp.*, *Diphyllobothrium sp.*, y *F. hepática*, conservaron su morfología en perfectas condiciones hasta el término del período de observación. En *A. lumbricoides* la corteza mamelonada externa se aclara levemente, destacándose de las cubiertas internas del huevo y la estructura del embrión no sufre alteraciones. Igual se observó con huevos ya larvados. Huevos no fertilizados de esta especie conservan su forma alargada característica, con la corteza externa mamelonada muy adelgazada e irregular que se diferencia claramente de la pared interna.

En los huevos de *T. trichiura* resaltan con nitidez los límites externo e interno de la corteza, apareciendo mejor contrastados que a la observación con las tinciones convencionales del mé-

todo de Burrows. Los tapones mucosos de ambos extremos se ven más claros. La forma en tonel no se altera.

Igual ocurrió con los de *Uncinaria sp.* cuya morfología se mantiene. La corteza externa se hace más transparente, de modo que al examinar con aumentos pequeños (100 x) parece no existir; pero al observar con aumentos mayores (400 x) se distingue perfectamente. Los blastómeros o las larvas que contienen se diferencian con claridad.

Los de *Taenia sp.* conservan su forma esférica o elíptica característica. Se intensifica algo el color café parduzco de la corteza, cuyas radiaciones aparecen muy nítidas al examen por planos con tornillo micrométrico. El embrión hexacanto toma un color más oscuro que lo habitual con otros métodos, incluido los ganchos, lo que de ninguna manera dificulta el diagnóstico.

Los huevos de *Diphyllobothrium sp.* y de *F. hepática* destacan con extraordinaria nitidez. La corteza y el opérculo se observan claramente. Por la mayor densidad del medio, con frecuencia se disponen en forma vertical y con el extremo más agudo hacia arriba, apareciendo con figura circular y mostrando el límite del opérculo. En *Diphyllobothrium sp.* fue fácil observar el tubérculo caudal.

En los huevos de *Hymenolepis nana* y *H. diminuta* la forma y disposición de los ganchos de embrión se observan con mucha precisión contribuyendo a diferenciar entre ambas especies. El resto de la morfología no cambia, excepto que en alrededor del 30% de los huevos de *H. nana* hubo plegamiento o hundimiento de la corteza externa, pero sin modificación de las estructuras restantes.

CONCLUSION

Los huevos pertenecientes a *H. nana*, fueron los únicos de todas las especies estudiadas, que sufrieron un porcentaje importante de ellos (aprox. 30%) una alteración morfológica. Apareció ya en las primeras observaciones, a las 24 horas, y no se mejoró posteriormente. En todo caso no representa un inconveniente demasiado grande para la identificación correcta de dicha especie, ni para colecciones docentes.

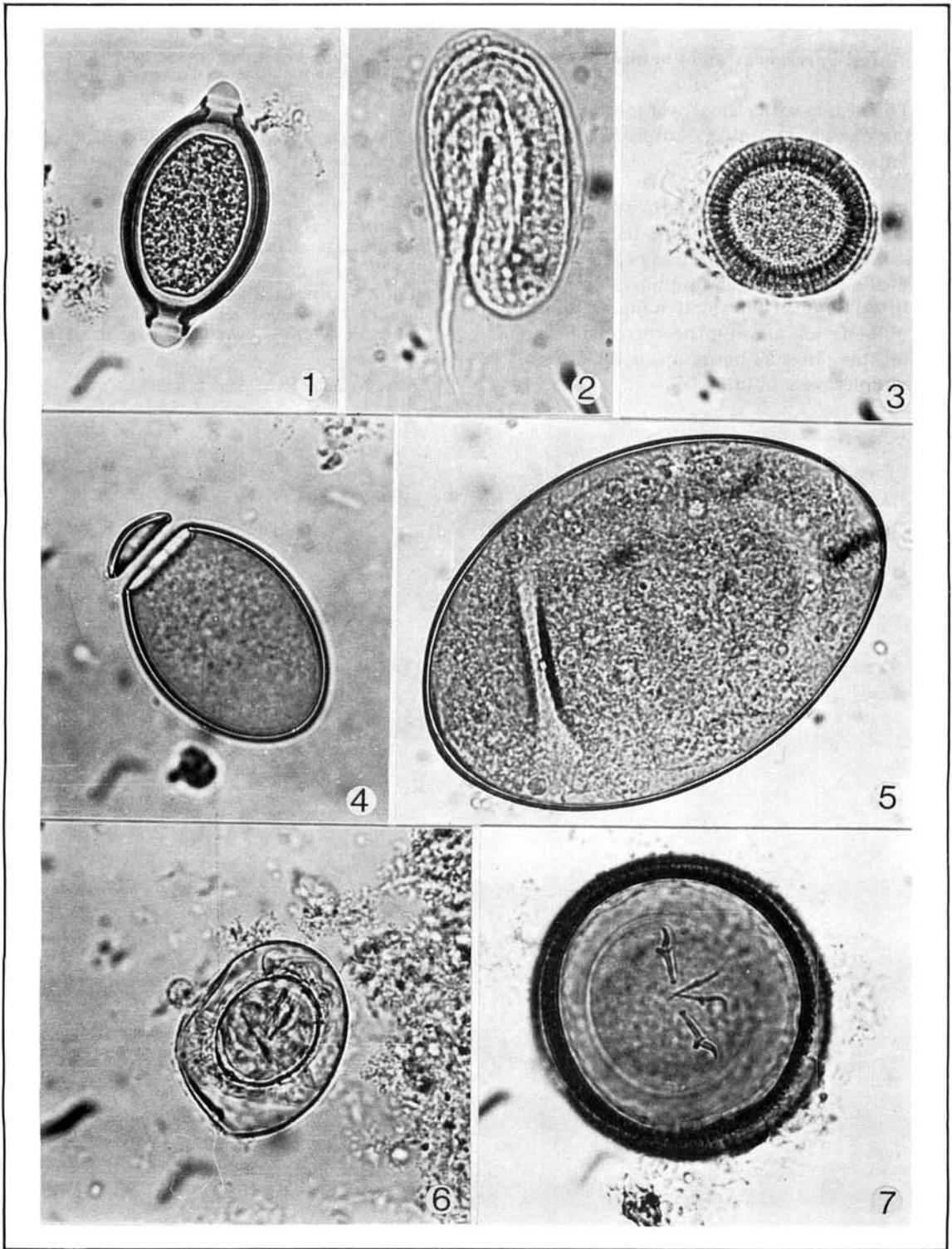


Fig. 1 — Plate: Huevos helmintos parásitos del hombre. Examen microscópico de deposiciones, con fijador de Hoyer. 400 x.

1. *Trichuris trichiura*; 2. *Uncinaria* sp.; 3. *Taenia* sp.; 4. *Diphyllobothrium* sp.; 5. *Fasciola hepática*; 6. *Hymenolepis nana*; 7. *Hymenolepis diminuta*.

SUMMARY

Definitive preservation of helminthic eggs.

The results using the Hoyer method for examining eggs of helminths enteroparasites are presented.

This method is particularly suited for teaching and on research purposes. Using this technique in fecal sample containing eggs of *A. lumbricoides*, *T. trichiura*, *Uncinaria sp.*, *Taenia sp.*, *Diphyllobothrium sp.*, *H. nana*, *H. diminuta* and *F. hepática* allowed the correct identification of them after 24 hours up to 180 days after the samples were obtained.

REFERENCIAS

1. BURROWS, R. B. — A new fixative and technics for the diagnosis of intestinal parasites. *Amer. J. clin. Path.*, 48: 342-346, 1967.
2. MELVIN, D. M. & BROOKE, M. N. — *Laboratory procedures for the diagnosis of intestinal parasites*. Atlanta, CDC, 1974. 199 p.
3. MONNING, H. D. — *Veterinary helminthology*. 2. ed. Pretoria, South Africa, University of Pretoria, 1941. p. 14-15.
4. MUÑOZ, V.; DORN, L. & REYES, H. — Examen coproparasitológico. Evaluación de algunas modificaciones al Método de Burrows (PAF). *Parasit. al Día*, 8: 107-111, 1984.

Recebido para publicação em 18/8/1989.