

LAU CHONG, Carolina; SAMALVIDES CUBA, Frine; TERASHIMA IWASHITA, Angélica
Evaluación de técnicas parasitológicas en el diagnóstico de estrongiloidiasis por *Strongyloides stercoralis*.
Revista Médica Herediana, vol. 16, núm. 1, 2005, pp. 11-18
Universidad Peruana Cayetano Heredia
San Martín de Porres, Perú

Disponible en: <http://www.redalyc.org/articulo.oa?id=338029544003>



Revista Médica Herediana,
ISSN (Versión impresa): 1018-130X
juan.miyahira@upch.pe
Universidad Peruana Cayetano Heredia
Perú

Evaluación de técnicas parasitológicas en el diagnóstico de estrongiloidiasis por *Strongyloides stercoralis*.

Efficacy of five methods for detection of *Strongyloides stercoralis* in human stool specimens.

LAU CHONG Carolina, SAMALVIDES CUBA Frine¹, TERASHIMA IWASHITA Angélica²

SUMMARY

Objectives: We compared the efficacy of five methods for the detection of *Strongyloides stercoralis* in human stool specimens. **Methods and materials:** We evaluated fecal samples from 109 individuals from Nagazu, Pasco (Perú). Each sample was directly tested using five parasitological techniques: simple direct smear, spontaneous sedimentation in tube, Baermann technique modified by Lumbreras, Dancescu culture and agar plate culture technique. **Results:** From the 109 stool samples, 42 (38.5%) had *S. stercoralis* for at least one of the methods studied. Comparing techniques, the agar plate culture technique detected the higher percentage of cases: 40, followed by 39 cases by the Dancescu culture, then 25 cases by the Baermann technique, 16 cases by spontaneous sedimentation in tube and 2 cases by simple direct smear. No significant difference was found between the agar plate culture technique and the Dancescu culture, but it was found between those and the other techniques studied. **Conclusions:** We consider that the Dancescu culture and the agar plate culture provide good sensitivity for the diagnosis of Strongyloidiasis at a low cost and should be implemented at parasitology laboratories whenever the diagnosis is sought. This methods could be utilized in special groups of patients such as malnourished children, immunocompromised individuals and patients who need to be treated with immunosuppressive drugs to prevent the risk of hyperinfection. (Rev Med Hered 2005;16:11-18).

KEY WORDS: *Strongyloides stercoralis*, Baermann technique modified by Lumbreras, Dancescu culture, agar plate culture technique.

RESUMEN

Objetivos: Comparamos la eficacia de cinco técnicas en el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis* en muestras fecales. **Material y métodos:** Se evaluaron las muestras de heces de 109 pobladores de Nagazú, Pasco (Perú). Cada muestra fue sometida a 5 técnicas parasitológicas: examen directo, técnica de sedimentación espontánea en tubo, técnica de Baermann modificada en copa por Lumbreras, Cultivo de Dancescu y cultivo en agar. **Resultados:** De las 109 muestras fecales, 42 (38,5%) presentaron *S. stercoralis* en al menos una de las técnicas utilizadas. Al comparar las técnicas entre si el cultivo en agar en placa detectó la mayoría de los casos: 40, seguido del Cultivo de Dancescu con 39 casos, la técnica de Baermann, con 25 casos, la técnica de sedimentación espontánea en tubo, con 16 casos, y finalmente, el examen directo, con 2 casos. No hubo diferencia significativa entre el cultivo en agar en

¹ Profesora Auxiliar del Departamento de Medicina de la Universidad Peruana Cayetano Heredia.

² Profesora Asociada del Departamento de Medicina de la Universidad Peruana Cayetano Heredia.

placa y el Cultivo de Dancescu, pero sí entre éstos y el resto de las técnicas estudiadas. **Conclusiones:** A partir de estos resultados concluimos que tanto el Cultivo de Dancescu como el cultivo en agar en placa son herramientas bastante sensibles y de bajo costo para mejorar el diagnóstico de estrongiloidiasis humana por lo que deberían ser implementadas en los laboratorios cuando esta infección deba descartarse. Estos métodos podrían ser utilizados en ciertas poblaciones seleccionadas, tales como niños desnutridos, trabajadores en riesgo, alcohólicos y antes de iniciar una terapia inmunosupresora a fin de evitar el riesgo de una hiperinfección. (*Rev Med Hered* 2005;16:11-18).

PALABRAS CLAVE: *Strongyloides stercoralis*, técnica de Baermann modificada en copa por Lumbreras, cultivo de Dancescu, cultivo en agar en placa.

INTRODUCCIÓN

La estrongiloidiasis es una helmintiasis producida por el nemátodo *Strongyloides stercoralis*. Se estima que por lo menos 100 millones de personas están infectadas con *Strongyloides stercoralis* en el mundo, especialmente en regiones tropicales y subtropicales (1,2). La estrongiloidiasis es endémica en Africa, India, Sudeste asiático, América del Sur (particularmente Brasil y Colombia), Bangladesh y Pakistán (3). En el Perú, las regiones de mayor prevalencia se ubican en la selva baja (4,5) y selva central (6,7) con prevalencias de hasta 96,5% (8,9).

Se han descrito casos autóctonos en Lima de estrongiloidiasis de los cuales el 90% eran procedentes de los distritos de Lima, pero con antecedente de viajes a la selva en el 63% de los casos (10).

La prevalencia de estrongiloidiasis depende del área geográfica, de las condiciones ambientales, calidad de la vivienda, status socio-económico, estándares de higiene en la comunidad, hacinamiento y características físicas y químicas del suelo tales como la temperatura, la humedad, y la vegetación (11,12,13). Además en países pobres la nutrición deficiente puede ocasionar daño en la mucosa intestinal, afectando la inmunidad humoral y celular, creando condiciones favorables para el parásito y exacerbándose las deficiencias proteicas, calóricas y vitamínicas (14).

Strongyloides stercoralis es un nemátodo específico del hombre. Presenta varios estadios: larva rabditoide o rabditiforme, larva filariforme, adultos de vida libre, en cuya fase se identifican machos y hembras y la hembra adulta (15). La hembra partenogenética de *S. stercoralis* pone muy pocos huevos al día, aproximadamente 50 (16), los que maduran a larvas rabditoides que salen con las heces del paciente y constituyen la forma diagnóstica.

En los pacientes sometidos a terapia con corticosteroides o que presentan inmunosupresión por alguna patología puede presentarse el cuadro de

autoinfección interna o hiperinfección por *Strongyloides stercoralis* (17,18,19,20), que puede conducir a la estrongiloidiasis diseminada, muchas veces con desenlace fatal. Asimismo, la autoinfección permite que el paciente mantenga un curso asintomático de estrongiloidiasis, permaneciendo así por décadas (21).

La infección de más larga data documentada hasta hoy ha sido de 65 años (22). El diagnóstico definitivo de la estrongiloidiasis se hace con la visualización directa de las larvas rabditoides. Esto tiene muchas dificultades porque depende del número de larvas presentes y de la sensibilidad de los métodos diagnósticos. Existen diversos métodos coprológicos para evaluar esta infección. El examen directo de frotis fecal es un método poco sensible para detectar estrongiloidiasis (23). La técnica de Baermann modificada en copa por Lumbreras fue introducida en 1955 (24) y ha demostrado su eficacia en el diagnóstico de *S. stercoralis* (25), logrando determinar tasas de prevalencia en la selva peruana que varían entre 8 a 96,5% (4,8,26). Este método aprovecha tanto el termotropismo como el hidrotropismo positivo de las larvas para concentrarlas biológicamente. El Cultivo de Dancescu, también conocido como de carbón vegetal, descrito en 1967, muestra una alta sensibilidad para el diagnóstico de estrongiloidiasis (27). La técnica de sedimentación espontánea en tubo (TSET), descrita por Tello en 1988 (28) tiene como fundamento la sedimentación espontánea en solución salina fisiológica tanto de protozoarios como de helmintos.

El cultivo en agar en placa data de 1990 (29). Consiste en colocar 2 gramos de heces en el centro de una placa petri conteniendo agar nutritivo, dejándola reposar sellada a temperatura de ambiente por 48 horas (30). Si la muestra presenta larvas de *Strongyloides stercoralis* éstas se van a desplazar sobre la superficie del agar, diseminando las bacterias que van arrastrando en su cuerpo, de manera que estos trazos aparecerán marcados por las colonias de bacterias. Si las placas se dejan en incubación más de 6 días, también se podrán diagnosticar las larvas de *Uncinarias* y encontrar adultos de vida libre (31).

MATERIAL Y MÉTODOS

El presente estudio es de tipo descriptivo comparativo transversal y se llevó a cabo en la Comunidad Nativa de Nagazú, provincia de Oxapampa, Departamento de Pasco, en los meses de julio a setiembre de 2003.

La Comunidad Nativa de Nagazú se encuentra en el Departamento de Pasco (Perú), aproximadamente a 1480 m.s.n.m. Esta comunidad fue elegida para el estudio, en virtud de que la selva central es reconocida como una población endémica para *S. stercoralis* (6,7). Se incluyeron las muestras fecales de 109 personas, entre 1 a 75 años, que acudieron voluntariamente al despistaje parasitológico.

Se calculó el tamaño muestral con ayuda del Software Epi info versión 6.4, 1996 (CDC Atlanta, USA). Se consideró que la posibilidad de infección por *S. stercoralis* en la población fuera de 61,7%. Con una de 92% a 95% y un poder β -1 de 90% se determinó un tamaño muestral de 109 pacientes.

Criterios de inclusión: El criterio de inclusión fue el haber residido en la zona de estudio por un mínimo de un mes, ya que el periodo calculado entre el ingreso del parásito por la piel y la producción de los primeros huevos es de 28 días (15), tiempo después del cual es posible obtener las larvas rabditoides en las heces del paciente.

Criterios de exclusión: Se excluyó a todo paciente que hubiese recibido tratamiento antiparasitario con acción efectiva contra estrongiloidiasis (Tiabendazol o Ivermectina) un mes previo al estudio.

Los datos de 200 personas fueron consignados en una ficha de encuesta epidemiológica. A cada individuo se le entregó un envase plástico nuevo y limpio, de boca ancha, con tapa rosca y de 250 cc de capacidad, con el fin de que colocara sus heces en éste. Se puso especial énfasis en que la muestra debería ser del mismo día, que no se hubiese obtenido con purgantes o supositorios y que ésta perteneciera a la misma persona (ya que posteriormente recibiría el tratamiento antiparasitario gratuito respectivo), con el fin de no producir sesgos en la recolección de la muestra.

Cada envase fue debidamente rotulado anotándose el nombre, la edad del sujeto y la fecha y la hora de entrega del mismo. Los envases conteniendo las muestras fecales fueron sellados cuidadosamente con cinta adhesiva e inmediatamente depositados dentro de cajas de telgopor con la finalidad de mantener un rango de temperatura semejante a la temperatura ambiental y

evitar así la muerte de las larvas durante su transporte previo al examen. Se determinó que la recolección de las muestras debía realizarse en un lapso de tiempo no mayor de 2 horas, luego del cual se recogieron 143 muestras (n=143 hombres y mujeres entre 1 a 75 años). Se estimó recolectar un 30 por ciento más de muestras sobre el tamaño muestral calculado, por la probabilidad de tener que excluir aquellas que no cumplieren las condiciones para ser analizadas. Todas las muestras fueron trasladadas inmediatamente al Laboratorio de Parasitología del Instituto de Medicina Tropical Alexander von Humboldt para su procesamiento. El procesamiento se inició después de 10 horas de recogidas las muestras y el tiempo que tomó procesar todas las muestras fue de 2 a 3 horas. De acuerdo al tamaño muestral calculado para el estudio, se procesó un número final de muestras de 109 (n=52 varones entre 4 a 75 años de edad y n=57 mujeres entre 1 a 69 años de edad). Las muestras descartadas fueron 34 (n=34 hombres y mujeres entre 5 a 60 años de edad) debido a que eran insuficientes para realizar las cinco técnicas (n=28), a que tenían mezclas con orina (n=3) y a que correspondían a fichas con datos no verificables o incompletos (n=3).

Debido a que las larvas rabditoides (L1) evolucionan a filariformes (L3) en un lapso de 12 a 15 horas (32) y con el fin de evitar el riesgo de contagio al manipular las heces, se procuró que el procesamiento de todas las muestras culminase dentro de este periodo de tiempo. Si a pesar de esto las larvas rabditoides hubieran evolucionado a filariformes no se hubiese afectado el diagnóstico de estrongiloidiasis pero sí se hubiese confundido el diagnóstico del estadio clínico de la parasitosis.

Se procesó cada muestra fecal por los métodos: Examen directo con solución salina fisiológica al 0,85% y lugol, utilizando 2 mg de heces para cada emulsión (34), técnica de sedimentación espontánea en tubo, utilizando de 2 a 5 gr de heces para su preparación (28), Técnica de Baermann modificada en copa por Lumbreras, utilizando de 5 a 10 gr de heces para su elaboración(9), Cultivo de Dancescu o en carbón, utilizando de 5 a 10 gr de heces (27), cultivo en placa de agar, utilizando 2 gr de heces(30).

Las lecturas de las placas de cultivo, tanto de Dancescu como de agar, se llevaron a cabo dentro de los primeros 6 días luego de haberse procesado éstas, con el fin de no permitir el desarrollo de larvas de Uncinarias y evitar así posibles falsos positivos (31,33).

Los resultados obtenidos se expresaron en números y porcentajes para la elaboración de las tablas. Para

determinar si hubo diferencia significativa entre la eficacia de las técnicas, se determinó la razón de eficacia (dividiendo el número de casos positivos por cada una de las técnicas entre el número total de casos de estrongiloidiasis detectados) y luego dichas razones fueron enfrentadas por parejas en una matriz de comparaciones. Aplicamos la prueba “z” para diferencia de dos proporciones.

Se determinó la sensibilidad para cada una de las técnicas. Para el análisis estadístico se empleó el paquete estadístico SPSS versión 10 y el programa Win Episcope versión 2 para Windows.

RESULTADOS

Se obtuvieron 109 muestras fecales. Estas correspondieron a 52 (48%) de varones y 57 (52%) de mujeres. La población de estudio comprendió sujetos entre 1 a 75 años ($18,82 \pm 15,78$ años). De las 109 muestras fecales analizadas, 42 presentaron *S. stercoralis* por al menos una de las técnicas efectuadas (Tabla N°1).

El cultivo en agar en placa permitió detectar el mayor número de casos de estrongiloidiasis (n=40), seguido del Cultivo de Dancescu (n=39), la técnica de Baermann modificada en copa por Lumbreras (n=25), la Técnica de Sedimentación Espontánea en Tubo (n=16) y finalmente el examen directo (n=2) (Tabla N°2).

Tabla N° 1. Prevalencia general de *Strongyloides stercoralis* en la comunidad nativa de Nagazú, provincia de Oxapampa, Departamento de Pasco. Perú, 2003.

	Número de casos	Porcentaje (%)
Con <i>Strongyloides stercoralis</i>	42	38,5
Sin <i>Strongyloides stercoralis</i>	67	61,5
Total	109	100,00

Tabla N° 2. Número de casos de estrongiloidiasis detectados por cada técnica.

Técnica de Laboratorio	Proporción de casos positivos	Razón de eficiencia
Cultivo en agar en placa	40/42	0,95
Cultivo de Dancescu	39/42	0,93
T. de Baermann	25/42	0,56
T. de sed. esp. en tubo	16/42	0,38
Examen directo	2/42	0,05

Tabla N° 3. Matriz de comparaciones por parejas mediante la prueba de “z” para las cinco técnicas parasitológicas.

	Agar en placa	Dancescu	T.de Baermann	Sed.esp.en	T. E. directo
Agar en placa		z=0,4611 p=0,322600	z=3,9120 p=0,001000	z=5,5549 p=0,000010	z=8,2923 p=0,000001
Dancescu			z=3,5864 p=0,001100	z=5,2782 p=0,000010	z=8,0764 p=0,000001
T.de Baermann				z=1,9645 p=0,024700	z=5,3734 p=0,000010
Sed.esp.en tubo					z=3,7227 p=0,001080

Todas las larvas recuperadas fueron identificadas como larvas rabditoides (L1) de *S. stercoralis*, no obteniéndose larvas filariformes (L3) ni adultos de esa especie. La prueba “z” no demostró diferencia significativa entre el cultivo en agar en placa y el Cultivo de Dancescu, pero sí entre ellas respecto a la técnica de Baermann, la técnica de sedimentación espontánea en tubo y el examen directo (Tabla N°3).

La sensibilidad de cada una de las técnicas, cuando se compararon éstas con los casos positivos y negativos detectados por los cinco métodos fueron los siguientes: cultivo en agar en placa 95,24%, Cultivo de Dancescu 92,86%, técnica de Baermann 59,52%, técnica de sedimentación espontánea en tubo 38,09% y examen directo 4,76%.

De los 42 casos positivos por cada método para detectar la presencia de *Strongyloides stercoralis*, se evidencia que sólo 1 caso fue positivo a través de las cinco técnicas utilizadas; 2 casos fueron positivos sólo por el cultivo en agar en placa; 1 caso sólo por el Cultivo de Dancescu y 1 caso sólo por la técnica de Baermann. Tanto la técnica de sedimentación espontánea en tubo como el examen directo no demostraron en forma aislada ningún caso de estrongiloidiasis.

DISCUSIÓN

En la práctica rutinaria de la mayoría de laboratorios de parasitología a nivel nacional, se utiliza el examen directo en solución salina y lugol con una sola muestra fecal cuando se desea realizar un examen parasitológico de forma rápida. Sólo algunos laboratorios cuentan con facilidades para realizar alguna técnica de concentración (como la técnica de Baermann o la técnica de sedimentación) o los cultivos (como el cultivo en agar en placa o el Cultivo de Dancescu) para obtener un diagnóstico más confiable. Los índices de sensibilidad de 4,76% y 38,09% obtenidos en el presente estudio para el examen directo y la técnica de sedimentación espontánea en tubo confirman la baja eficiencia que demuestran estos métodos en el diagnóstico de estos nemátodos. La baja efectividad de estas técnicas puede atribuirse a diversos factores, tales como la distribución no uniforme y la intermitencia en la puesta de las larvas.

Dichos hallazgos coinciden con los determinados por Maco y cols (31) quienes encontraron valores de sensibilidad muy bajos para ambas técnicas (3% y 18,2% respectivamente). Múltiples estudios habían demostrado que la técnica de Baermann modificada en copa por Lumbreras era una prueba de alta sensibilidad (80%, 90%) para el diagnóstico de estrongiloidiasis (35,36). Sin embargo, en el presente estudio se pudo

evidenciar la baja sensibilidad de la técnica de Baermann (59,52%) frente a los cultivos. El Cultivo de Dancescu mostró en este estudio una sensibilidad similar al Cultivo en agar (92,86% y 95,24% respectivamente), lo cual fue también demostrado por Terashima y cols (81,7%) (27).

Presumiblemente, la superioridad de este resultado se debe al hecho de haber utilizado papel filtro en el Cultivo de Dancescu. El papel filtro, siendo una base inerte en medio acuoso, simula las condiciones adecuadas para el desarrollo del ciclo de vida libre del *Strongyloides stercoralis*. El empleo del papel filtro en el Cultivo de Dancescu y un adecuado sellado de las placas contribuyó además a mantener la humedad de la muestra y evitar la contaminación en el laboratorio por el desarrollo de larvas filariformes infectantes dentro de las placas.

Se encontró una sensibilidad para el Cultivo en agar de 95,24%, resultado que concuerda con el estudio de Uparanukraw y cols (37) quienes encontraron una sensibilidad de 78 a 100%. Asimismo, Koga y colaboradores (30) compararon el cultivo en agar en placa, la técnica de sedimentación en tubo usando papel filtro y el examen directo, demostrando claramente que el cultivo en agar era 1.7 veces más eficiente que la técnica de sedimentación con papel filtro (96,8% y 58,1% de sensibilidad respectivamente).

Otros estudios encuentran índices de sensibilidad menores para el cultivo en agar como son los obtenidos por Sukhvat y cols (38) así como por Inga (39) (83,6% y 87,9% respectivamente).

A pesar de que el cultivo en agar en placa detectó 40/42 casos de estrongiloidiasis y el Cultivo de Dancescu 39/42 casos, la prueba “z” demostró que ambas técnicas fueron igualmente efectivas, al no haber diferencia significativa entre ellas; pero sí entre ellas y la técnica de Baermann, la técnica de sedimentación espontánea y el examen directo.

Cabe resaltar que la baja sensibilidad obtenida por la técnica de Baermann podría deberse a que la cantidad recomendada para su ejecución es de 10 g, lo cual en nuestro caso, por la dificultad de obtener una mayor cantidad de heces en las muestras, tuvo que realizarse con 4 a 5 g. Esto indudablemente representa un inconveniente al realizar la técnica de Baermann, no siendo así para el cultivo en agar, en el que puede detectarse estrongiloidiasis aún existiendo poca cantidad de heces (2 g) y pocas larvas en ellas.

Con respecto a la evaluación de costos, se determinó

Tabla N° 4 Costo de material de laboratorio de cada una de las técnicas

Material de laboratorio	E.directo	Sed.esp.en t.	T.Baermann	Dancescu	Agar en p.
Placa petri plast.Falcon 15 cm				180,00	180,00
Agar nutritivo al 1,5%					42,00
Carbón vegetal				4,00	
Papel filtro				20,00	
Parafilm				34,00	34,00
Agua destilada				3,00	
Lámina portaobjetos	64,00	64,00			
Solución Salina Fisiológica 0,85%	0,04	46,20	90,00		
Solución Yodada de Antoni o Lugol	0,69	0,69			
Gasa hospitalaria quirúrgica 7 x 7 cm		1,60	1,60		
Pipeta Pasteur 1 ml	12,00	12,00	12,00		
Celofán 6,5 x 2 cm	5,00	5,00			
Total por 200 unidades	81,73	129,49	103,60	241,00	256,00
Precio unitario	0,41	0,65	0,52	1,21	1,28

Valores expresados en Soles.

No incluye mano de obra, ni otros elementos del costo fuera de materiales de laboratorio.

que los costos de la placa de agar como los de Dancescu no son tan elevados (S/.1,28 y S/.1,21 Soles cada una, respectivamente) (Tabla N° 4); por lo cual, si se considera la superioridad de éstas con respecto a las demás técnicas, sería altamente beneficioso para los pacientes. Las ventajas del Cultivo de Dancescu frente al cultivo en agar son: la poca dificultad técnica y la sencillez en su ejecución y en su procesamiento, su bajo costo y su alto rendimiento; en tanto que el cultivo en agar es un poco más complejo, ya que requiere de mayor tiempo en su elaboración y de una mejor implementación e infraestructura del laboratorio (agitador automático, autoclave, refrigeradora) lo que puede comprometer su aplicación rutinaria.

Podemos considerar que tanto el cultivo en agar como el Cultivo de Dancescu deberían emplearse como métodos de rutina para el diagnóstico de *S. stercoralis*, en grupos de alto riesgo (con Diabetes Mellitus, linfoma, leucemia, desnutrición, alcoholismo, tratamiento con

corticosteroides y cualquier condición inmunosupresora), por la posibilidad de desarrollar una enfermedad diseminada o hiperinfección con un pronóstico fatal.

Agradecimientos:

Agradecemos a la Sra. Carmen Quijano y al Dr. Raúl Tello Casanova del Laboratorio de Parasitología del Instituto de Medicina Tropical Alexander von Humboldt, por su valiosa colaboración en el diagnóstico parasitológico.

Correspondencia:

Carolina Lau Chong
carolina_lau@hotmail.com

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Grove DI. Strongyloidiasis a conundrum for gastroenterologists. Gut 1994; 35:437-70.

2. Grove DI. Historical introduction. En: Grove D.I. Strongyloidiasis: a mayor round worm infection o men. London: Taylor and Francis Ltd; 1989: 1-11.
3. Adedayo O, Grell G, Bellot P. Hyperinfective Strongyloidiasis in the Medical Ward: Review of 27 cases in 5 years. South Med J 2002; 95(7):711-716.
4. Alvarez H. Estudio parasitológico realizado en Puerto Maldonado. Rev San Policía 1965; 128-130.
5. Esquibies A. Strongyloidiasis en Santa Clotilde (Río Napo). Uso del Baermann modificado en copa. Tesis de Bachiller en Medicina. Lima Peru. Universidad Peruana Cayetano Heredia, 1992.
6. Huayanay S. Prevalencia de *Strongyloides stercoralis* en Nauta, según la Técnica de Baermann modificada en copa. Tesis de Bachiller en Medicina. Lima, Perú. Universidad Peruana Cayetano Heredia, 1982.
7. Cantella R, Burgas R. Balantidiosis y Strongyloidiosis en el Valle de Chanchamayo. Uso de la "Técnica de Baermann modificada en copa". Rev Med Per 1963; 32:49.
8. Valdez J. Strongyloidiasis: Algunas contribuciones al estudio de su prevalencia en las comunidades nativas de la selva central del Perú. Tesis de Bachiller en medicina. Lima, Perú. Universidad Peruana Cayetano Heredia, 1985.
9. Lumbreras H. Aplicación de la Técnica de Baermann modificada en copa para el diagnóstico y control terapéutico. Rev Med Per 1959; 30:21.
10. Infante R, Terashima A, Maguina C, Tello C, Alvarez H, Gotuzzo E. Estudio clínico parasitológico en pacientes con autoinfección por *Strongyloides stercoralis* en el Hospital Cayetano Heredia 1973-1991. Rev Gastroent Per 1998; 18:37-41.
11. Beaver PC, Jung RC, Cupp EW. Parasitología Clínica 2ª ed .Barcelona, Madrid, Buenos Aires: Editorial Salvat;1986.
12. Naquira C. Epidemiología de la Helminthiasis intestinal en el Perú. Lima: X Congreso Peruano de Gastroenterología;1986.
13. Castillo E, Criado C. Parasitosis intestinal en Moyobamba. Revista Sanitaria Policlínica del Perú 1965; 25: 223-7.
14. Egidio JM, De Diego JA, Penin P. The Prevalence of enteropathy due to Strongyloidiasis in Puerto Maldonado (Peruvian Amazon). Braz J Infect Dis 2001; 5 (3):119-123.
15. Mandell G, Douglas R, Bennett J. Principles and practice of infectious diseases. New York: Churchill Livingstone;1995:2530-31.
16. Beaver PC, Jung RC. Animals agents and vectors of human disease. 5th edition. Philadelphia:Lea & Febiger; 1985:155-159.
17. Bogitsh B, Cheng T. Human Parasitology. New York: Saunders College Publishing;1990.
18. Neva FA. Biology and Immunology of Human Strongyloidiasis. J Infect Dis 1986; 153(3):397-406.
19. Claman H. Corticosteroides and Immunomodulators. In: Annals of the New York Academy of Sciences. Immunomodulating Drugs. New York; 1993.
20. Gatica RH. Mecanismos de Acción de los Glucocorticoides. Reumatología 1998;14(2):81-83.
21. Grove DI. Strongyloidiasis in allied prisoners of war in Southeast Asia. Brit J Med 1980; 280:598-601.
22. Leighton PM, Mac Sween HM. *Strongyloides stercoralis*. The cause of an urticarial-like eruption of 65 years duration. Arch Intern Med 1990; 150:1747-8.
23. Kaminsky RG. Evaluation of three methods for laboratory diagnosis of *Strongyloides stercoralis* infection. J Parasitol 1993; 79:277-280.
24. Lumbreras H, Granados M. La técnica de Rugai, Mattos y Brisola en el diagnóstico y control de la Strongyloidiasis. Rev Med Per 1955; 26: 431.
25. Lumbreras H, Cantella R, Burga R. Strongyloides III: Su incidencia en la colonia alemana de Pozuzo (Perú) según la técnica de Baermann modificada en copa. Rev Med Per 1963; 32: 209.
26. Lumbreras H, Muñoz N. Strongyloidosis II. Su incidencia en la ciudad de Pucallpa (Perú), según la "técnica de Baermann modificada en copa". Rev Med Per 1963; 32(334): 127-133.
27. Terashima A, Sánchez E, Tello R, et al. Empleo de la técnica de Dancescu para el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis*. México:Libro de resúmenes del XIV Congreso Latinoamericano de Parasitología; 1999.
28. Tello R. Empleo de una nueva Técnica parasitológica rápida de sedimentación Espontánea en el diagnóstico de Protozoarios y Helminthos. Parasitismo Intestinal en el hombre. Lima: Simposio Internacional. Sociedad Peruana de Parasitología;1988.
29. Arakaki T, Masaaki I, Fukunori K, Atsushi S, Ryuji A, Tsuyoshi I. Efficiency of agar plate culture in detection of *Strongyloides stercoralis* infection. J Parasitol 1990; 76:425-428.
30. Koga K, Kasuya S, Khamboonruang C, Sukhavat K, Nakamura Y, Tani S, et al. An evaluation of the agar plate method for the detection of *Strongyloides stercoralis* in Northern Thailand. J Trop Med Hyg 1990; 93:183-188.
31. Maco V, Marcos L, Otero L, Terashima A, Tello R, Samalvides F, et al. Método de Arakaki (Cultivo de agar placa) vs técnica de Baermann modificada en copa en el diagnóstico de strongyloidosis: resultados preliminares. Resúmenes de Congreso SPEIT 2002 disponible en: www.upch.edu.pe/tropicales/espain/SPEIT2001.htm (fecha de acceso 4 de junio de 2002).
32. Alvarez H, Terashima A. Nematodiosis y Strongyloidiosis. Diagnóstico 2000;39:115.
33. Jongwutiwes S, Charoenkon M, Sitthi-chareonchae P, et al. Increased sensitivity of routine laboratory detection of *Strongyloides stercoralis* and hookworm by agar plate culture. Tran R Soc Trop Med Hyg 1999; 93:398-400.
34. Melvin D, Brooke M. Métodos de Laboratorio para el Diagnóstico de Parasitosis Intestinales. 1ª Edición. México: Ed. Interamericana; 1971:198.
35. Grove D, Blair J. Diagnosis of human strongyloidiasis by immunofluorescence, using *Strongyloides ratti* and *S. stercoralis* larvae. Am J Trop Med Hyg 1981; 30:344-349.
36. Graeff-Teixeira C, Medeiros E, Zanini G, Brasil C,

- Cardozo B, et al. Inexpensive alternative material for the isolation of larvae with the Baermann method. Mem Inst Oswaldo Cruz 1997; 92(3):399-400.
37. Uparanukraw P, Phongsri S, Morakote N. Fluctuations of larval excretion in *Strongyloides stercoralis* infection. Am J Trop Med Hyg 1999; 60(6):967-973.
38. Sukhavat K, Morakote N, Chaiwong P, Pianjai S. Comparative efficacy of four methods for the detection of *Strongyloides stercoralis* in human stool specimens. Ann Trop Med Parasitol 1994; 88:95-96.

Recibido: 26/08/04
Aceptado para publicación: 05/03/05