

**UNIVERSIDAD NACIONAL DE SAN  
CRISTÓBAL DE HUAMANGA**

**FACULTAD DE CIENCIAS BIOLÓGICAS**

**ESCUELA DE FORMACIÓN PROFESIONAL DE  
BIOLOGÍA**



**Evaluación de técnicas coproparasitológicas en el  
diagnóstico de estr ongiloidosis por *Strongyloides  
stercoralis*. Laboratorio de Patología Clínica del  
Hospital II “EsSalud”- Huamanga 2010.**

**TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO DE BIÓLOGA  
ESPECIALIDAD DE MICROBIOLOGÍA**

**Presentado por:  
Bach. ROJAS ALFARO, MARIBEL**

**AYACUCHO, PERÚ  
2010**

*A mi padre por su  
apoyo constante a lo  
largo de mi formación  
profesional.*

## **AGRADECIMIENTO**

A la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, a la Facultad de Ciencias Biológicas y en especial a los docentes del Área Académica de Microbiología quienes me brindaron sus conocimientos a lo largo de mi formación profesional.

Al laboratorio del Servicio de Patología Clínica del Hospital II "EsSalud"-Huamanga en la persona de Jefe de Área Blgo. Dacio Uriel García Huayta, por haberme permitido realizar la presente investigación.

A mis asesores M.Sc. Víctor Luis Cárdenas López y al Blgo. Dacio Uriel García Huayta, por su enseñanza y orientación permanente.

Al personal técnico del Servicio de Patología Clínica del Hospital II "EsSalud" por su apoyo y recomendaciones constantes.

# ÍNDICE

	Pág
<b>RESUMEN</b> .....	v
<b>I. INTRODUCCIÓN</b> .....	1
1.1 Objetivo general.....	2
1.2 Objetivos específicos.....	3
<b>II. MARCO TEÓRICO</b> .....	4
2.1 Características generales.....	4
2.2 Clasificación taxonómica.....	6
2.3 Patología.....	6
2.3.1 Larva rhabditiforme.....	6
2.3.2 Larva filariforme (estado infectante).....	7
2.3.3 Adultos de vida libre.....	8
2.4 Ciclo biológico.....	8
2.5 Manifestaciones clínica.....	11
2.6 Inmunidad.....	14
2.7 Prevención y control.....	15
2.8 Epidemiología.....	16
2.9 Diagnóstico de laboratorio.....	17
<b>III. MATERIALES Y MÉTODOS</b> .....	21
<b>IV. RESULTADOS</b> .....	27
<b>V. DISCUSIÓN</b> .....	34
<b>VI. CONCLUSIONES</b> .....	37
<b>VII. RECOMENDACIONES</b> .....	38
<b>VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....	39
<b>ANEXOS</b> .....	45

**“Evaluación de técnicas coproparasitológicas en el diagnóstico de estrongiloidosis por *Strongyloides stercoralis*. Laboratorio de Patología Clínica de Hospital II “EsSalud” - Huamanga 2010”.**

**Autor: Bach. Maribel, ROJAS ALFARO.**

**Asesores: M.Sc. Víctor Luis CÁRDENAS LÓPEZ**

**Blgo. Dacio Uriel GARCÍA HUAYTA**

## **RESUMEN**

El presente trabajo de investigación titulado “Evaluación de técnicas coproparasitológicas en el diagnóstico de estrongiloidosis por *Strongyloides stercoralis*. Laboratorio de Patología Clínica de Hospital II “EsSalud” - Huamanga 2010”, se realizó en el laboratorio de Patología Clínica del Hospital II “EsSalud” - Huamanga como también en el laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga, durante los meses de Marzo a Julio de 2010. Las muestras de heces se obtuvo de los habitantes de los asentamientos humanos de Villa San Cristóbal, Illa Cruz y Los Rosales del distrito de Jesús Nazareno. Las muestras obtenidas totales fueron 198 de habitantes de ambos sexos con edades entre 3 a 45 años. Las muestras fueron trasladadas al Servicio de Patología Clínica del Hospital II “EsSalud” en el transcurso de 45 días hábiles y al Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga en el transcurso de 40 días hábiles. Las muestras de heces, fueron sometidas al análisis por 3 técnicas coproparasitológicas siendo procesados paralelamente por el método del examen directo, la técnica de sedimentación modificada de Ritchie y el método de cultivo en placa con agar Müeller Hinton. De las 198 muestras de heces procesadas para la búsqueda de larvas de *Strongyloides stercoralis*, se obtuvo 15 muestras positivas en al menos en una técnica utilizada; al comparar las técnicas entre sí 2 resultaron positivas con el método del examen directo, 7 positivas con la técnica de sedimentación modificada de Ritchie y finalmente el cultivo en placa con agar Müeller Hinton presentaron casos 14 positivos.

**Palabras claves:** *Strongyloides stercoralis*, examen directo, técnica de sedimentación modificada de Ritchie, agar Müeller Hinton.

## I. INTRODUCCIÓN

Estrongiloidosis es una helmintosis producida por el nemátodo intestinal *Strongyloides stercoralis* denominándose así debido a que generalmente compromete el intestino delgado, constituyendo una afección crónica y benigna. Para diagnosticar alguna parasitosis las muestras de heces del paciente debe someterse a un estudio microscópico, presentando como resultado presencia o ausencia de la parasitosis pero la cantidad de formas parasitarias en la muestra fecal, es a menudo escasa y muy difíciles de detectar en preparados directos o en frotis teñidos; por lo tanto, siempre se deben realizarse procedimientos de concentración y cultivos. Por esta razón son necesarias las medidas de prevención y control como también del tratamiento de la parasitosis presente en el paciente (Esquibes, 1992).

La técnica de sedimentación modificada de Ritchie lo recomendó la Organización Mundial de la Salud (OMS), tiene como fundamento la sedimenta espontánea tanto de quistes, huevos y larvas basándose en interponer las heces en un liquido de densidad superior a los restos parasitarios (1.1 a 2 aproximadamente), de forma que éstos se concentran en la superficie. Son métodos simples y rápidos, permitiendo el procesado en batería de numerosas muestras a la vez.

Esta técnica original es de Ritchie al sustituir el reactivo éter, por el monogliceril (detergente). Los ensayos realizados en el Instituto Pedro Kouri demostraron que el monogliceril puede emplearse usando la centrifugación o la sedimentación con idénticos resultados y tiene además valor como preservante de las heces por lo que se puede prescindir del formol sin alterar los resultados finales. La técnica resulta barata, sencilla y fácil de realizar, por lo que es factible su extensión a cualquier área de salud del país a un costo inferior a la técnica original de Ritchie. (OMS, 1992).

A inicios de la década de 1990 se publicaron los primeros informes sobre un novedoso método para evidenciar a *S. stercoralis*, basándose en el cultivo de las bacterias fecales que arrastraba la larva lo que se conoce como "cultivo en agar". Consiste en colocar 2 g. de heces en el centro de una placa Petri conteniendo agar nutritivo, dejándola reposar sellada a temperatura de ambiente por 48 horas. Si la muestra presenta larvas de *Strongyloides stercoralis* estas 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 (Lau, 2005).

Para el presente trabajo de investigación se formularon los siguientes objetivos:

#### **Objetivo General**

- Evaluar la sensibilidad de las técnicas coproparasitológicas para el diagnóstico de estrongiloidosis por *Strongyloides stercoralis* en muestras fecales.

### **Objetivos Específicos**

- Determinar la sensibilidad de cada una de las técnicas en forma independiente.
- Comparar y determinar la sensibilidad de las técnicas coparásitológicas entre ellas.



## II. MARCO TEÓRICO

### 2.1 CARACTERÍSTICAS GENERALES

Estrongiloidosis es una infección parasitaria ocasionada por los parásitos del género *Strongyloides*, pueden infectar al hombre dos especies: *stercoralis* y *fuelleborni*. El primero es específico del hombre y el segundo es propio de primates africanos pero se ha visto en seres humanos de Oceanía (Esquibies, 1992).

Este parásito fue descubierto por Normand en 1876, observó en autopsias un parásito con morfología diferente y lo describió como especies diferentes denominadas *Anguillula stercoralis* en las heces y *Anguillula intestinalis* en el intestino. Posteriormente, Grassi en 1879 y Perroncito en 1880 demuestran que correspondían a igual especie en diferentes momentos de ciclo vital; hecho verificado por Norton y estudiado por muchos otros autores quienes lo denominaron *Anguillula stercoralis*, debido a la presencia de la larva en las heces, hasta que posteriormente recibe el nombre conocido en la actualidad (Rivas, 1958).

*Strongyloides stercoralis* es un parásito del hombre, pero también se produce infección natural en el perro, el gato y algunos monos como el chimpancé, el

orangután y el gibón. Probablemente la influencia de estos hospederos para la infección del hombre sea escasa y solo el perro podría constituir potencial de infección del hombre (Goldsmith, 1995 y Náquira, 1993).

El parásito hembra adulta es de aspecto filiforme, transparente, de 2.2 mm de longitud por 50  $\mu\text{m}$  de diámetro. Tiene un esófago cilíndrico ubicado en el tercio anterior del cuerpo, que se continúa con el intestino y termina en el orificio anal, cerca al extremo posterior del cuerpo. Posee un útero que permanece con huevos y se abre a la vulva, ubicada entre el tercio posterior y el tercio medio del parásito. Normalmente vive en el duodeno y el yeyuno, ubicada entre los enterocitos y se abre a la luz intestinal. En condiciones normales no sobrepasa la mucosa intestinal. Por las razones mencionadas las hembras adultas, normalmente no se encuentran en la materia fecal y sólo se ven durante el estudio de aspirados duodenales o exámenes histopatológicos (Weissenbacher, 1996).

El parásito macho no existe y se ha comprobado que la hembra es partenogénica. Los huevos son similares a los de uncinarias. Algunos han calculado el tiempo entre el ingreso del parásito por la piel y la producción de los primeros huevos en 12 días y otros en 28 días, con una producción aproximada de 15 huevos diarios por hembra y en otros estudios de 60 huevos diarios. Los huevos eclosionan en la mucosa intestinal y dan origen a la primera forma larvaria, llamada rhabditiforme que sale a la luz del intestino delgado, es arrastrada con el contenido intestinal y eliminada al exterior con las materias fecales; en la tierra éstas se transforman en larvas filariformes. Los 2 estadios larvarios deben diferenciarse de las uncinarias debido a que estas presentan características morfológicas diferentes (Chandler, 1965).

Su hábitat es la mucosa y la submucosa del intestino delgado principalmente del duodeno, pero en infecciones masivas puede invadir todo el intestino delgado y

grueso y, eventualmente, alcanzar los conductos pancreáticos y biliares (Koneman, 1992 y Zinsser, 1994).

## **2.2 Clasificación taxonómica de Strongyloides (Granados, 1998).**

Filo : Nematoda  
Clase : Secernentea  
Subclase : Rhabditia  
Orden : Rhabditida  
Superfamilia : Rhabditoidea  
Familia : Strongyloidea  
Género : Strongyloides

*Strongyloides stercoralis*

*Strongyloides fuelleborni*

## **2.3 PATOLOGÍA**

### **2.3.1 Larva rhabditiforme**

Esta larva es móvil, tiene 250 µm de longitud por 15 µm de diámetro. Es incapaz de invadir a través de la mucosa o de la piel. El nombre se ha adaptado de los nemátodos rhabditoideos que viven en el suelo pero que no pueden invadir al ser humano. Anatómicamente tiene un extremo anterior rombo, cavidad bucal corta, que lleva al esófago donde se diferencia el cuerpo, istmo y el bulbo, continúa con el intestino para desembocar en el ano en el extremo posterior.

Posee un primordio genital grande, en forma de media luna que se ubica un poco por detrás de la mitad del cuerpo. Cuando las larvas rhabditoides salen a la luz intestinal, el contenido digestivo las arrastra y se transforman en larvas filariformes ya sea en el medio exterior o durante el recorrido por el intestino (Chumpitaz, 1999).

### **2.3.2 Larva filariforme (estado infectante)**

Esta larva logra penetrar la piel intacta por mecanismos no aclarados, la persona puede parasitarse a partir de ambientes o terrenos contaminados, penetrando las larvas a través de la piel (fundamentalmente pies, rodillas y manos).

En la ruta tradicional o "ciclo de Löös": la larva filariforme penetra por el tejido celular subcutáneo, ingresa a un capilar venoso (o linfático), llega hasta el pulmón después de pasar por el corazón derecho. En el pulmón rompe la pared alveolar, donde pasa por los estadios post – filariforme y pre - adolescentes, luego ascienden por los bronquios ayudado por el mecanismo de expulsión de los cilios, llega a la tráquea, laringe y faringe y por deglución al estómago y luego al intestino delgado. Los machos adultos rhabditoides no son parásitos por lo que después de una breve estancia en el cuerpo mueren o son expulsados en las heces, aunque la presencia de machos parásitos ha sido puesta en duda por algunos autores. La hembra inicia la producción de huevos por partenogénesis, este ciclo puede durar entre 12 y 26 días. Cada hembra adulta produce entre 15 y 50 huevos diarios, los cuales rápidamente eclosionan para dar origen a las larvas rhabditoides, por esta razón los huevos no se encuentran en la materia fecal, a no ser que se presenten cuadros diarreicos severos (Chumpitaz, 1999).

Desde el punto de vista macroscópico, la mucosa duodenal y el yeyuno superior están edematosos y la superficie se encuentra ulcerada y cubierta con moco. Las reacciones alrededor de las lombrices incluyen infiltración celular, atrofia de la mucosa, aplanamiento de las vellosidades, y casos graves cambios fibróticos con enteritis ulcerativa. La enteropatía se ha atribuido al traumatismo directo, a la acción lítica de las secreciones y excreciones de los parásitos, así como a la infección secundaria (Davidsohn, 1981).

Causas predisponentes a la hiperinfección por *Strongyloides* son muy variadas principalmente con la deficiencia de la inmunidad medida por células. Entre las drogas el principal es el corticoesteroides, seguido por agentes citotóxicos (Botero y Restrepo, 1992).

### **2.3.3 Adultos de vida libre.**

En esta fase se identifican machos y hembras, con 7 y 10 mm de longitud, respectivamente. En los adultos ciertos tejidos crecen por endorreplicación para permitir el desarrollo sexual (Chandler, 1965).

Las hembras permanecen con hileras de huevos dentro del útero, la vulva se encuentra en la mitad del cuerpo y los machos en el extremo posterior curvo, tienen dos espículas copulatrices, su período de vida es corto, lo que limita la fecundidad (Davidsohn, 1981).

## **2.4 CICLO BIOLÓGICO**

*Strongyloides stercoralis* tiene un ciclo de vida complejo. La infección comienza cuando las larvas presentes en la tierra penetran la piel de quienes caminan descalzos; atraviesan luego los capilares y viajan a los alvéolos pulmonares, ascienden por los bronquios, la tráquea y son deglutidas, llegan finalmente al duodeno - yeyuno, asentándose dentro de las criptas de Lieberkühn en la mucosa entérica (Botero y Restrepo, 1992).

En la evolución de las larvas rhabditiformes en la tierra se pueden tener tres posibilidades: transformarse a infectantes en la tierra; originar gusanos de vida libre que producen nuevas generaciones larvianas o se da la autoinfección (Davidsohn, 1981 y Restrepo, 1996).

### 2.4.1 Ciclo directo

Las larvas rhabditiformes que caen al suelo con la materia fecal, se alimentan y mudan 2 veces para transformarse en larvas filariformes, estas larvas permanecen en la parte más superficial del suelo sin alimentarse, esperando el contacto con la piel. Cuando esto sucede, penetran a través de ella para buscar los capilares y por la circulación llegan al corazón derecho, pasan a los pulmones, rompen la pared del alveolo donde mudan para caer en las vías aéreas, ascienden por los bronquiolos que son expulsados hasta alcanzar los bronquios, tráquea, laringe y llegar a la faringe para ser deglutidas. En el intestino delgado penetran la mucosa y se convierten en parásitos adultos. El período prepatente en *Strongyloides* es de un mes (Botero y Restrepo, 1992); (Davidsohn, 1981 y Restrepo, 1996).

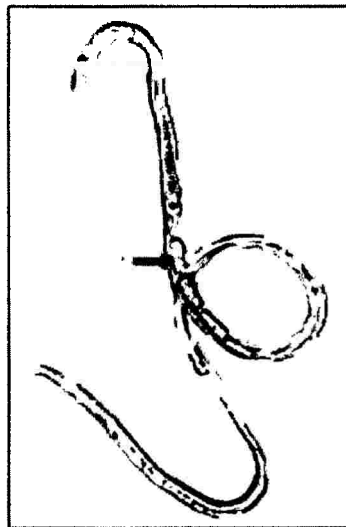


Figura 1. Hembra partenogénica del parásito *Strongyloides stercoralis*, lleva sólo cuatro huevecillos intrauterinos (flecha).

Fuente: Carrada, 2008.

### 2.4.2 Ciclo indirecto

Las larvas rhabditoides, que se encuentran en el suelo en vez de evolucionar hacia larvas filariformes dan origen a hembras y machos de vida libre. Estos

genéticamente están destinados a ser gusanos adultos no parásitos. Esta hembra es diferente a la partenogénica: es rhabditoide, de 1 mm de largo por 50 ó 75 micras de diámetro los machos de vida libre son similares a los machos parásitos. De los huevos colocados por la hembra, emergen larvas rhabditoides que, luego de algunas mudas, dan origen a larvas filariformes, las cuales constituyen las formas infectantes para el hombre y a través del contacto con su piel inician el ciclo indirecto puede a su vez evolucionar hasta transformarse en nuevos gusanos adultos de vida libre (Botero y Restrepo, 1992 y Leventhal, 1992).

Estas pueden dar de nuevo gusanos de vida libre que mantienen su existencia indefinidamente en la tierra. Algunas de las larvas se convierten en larvas filariformes, las cuales continúan el ciclo de tipo directo como el antes descrito.

#### **2.4.3 Ciclo de autoinfección**

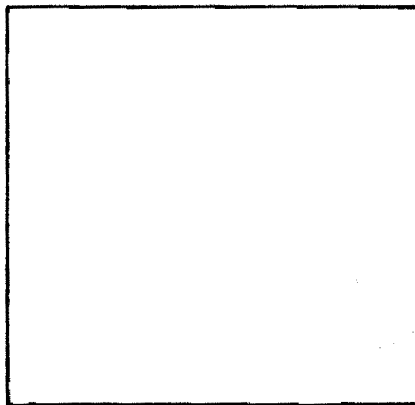
En algunos pacientes las larvas rhabditoides se transforman en el intestino grueso en larvas filariformes y luego penetran por el colón o el terminal del íleon migrando luego al pulmón, completando así la autoinfección (endoautoinfección). Algunas larvas filariformes al entrar en contacto con la piel perianal causa reinfección (exoautoinfección), este mecanismo de autoinfección permite que la larva de *Strongyloides* persista indefinidamente (Chumpitaz, 1999).

Sucede cuando las larvas rhabditoide se transforman a filariformes en la luz del intestino. Estas penetran la mucosa intestinal llegan a la circulación y continúan el recorrido descrito en el ciclo directo. La transformación a larvas filariforme puede suceder también en la región perianal y de ahí penetrar a la circulación (Atías y Neghme, 1991).

Algunas larvas rhabditoides no alcanzan a salir al exterior y a nivel de la parte baja del intestino delgado o en el colón, se transforman en larvas filariformes (Londoño, 1993).

Otras veces restos de heces pegadas a los márgenes del ano pueden contener larvas rhabditoide y madurar en ese sitio hacia larvas filariformes que, caracterizadas por ser más pequeñas que las generadas en el exterior, se adentran en el intestino o en la piel perianal, alcanzan el sistema circulatorio donde empezará su ciclo biológico (Atías y Neghme, 1991 y Beltrán, 1997).

Este mecanismo explica el hecho de que individuos que estuvieron en zonas endémicas y que se trasladaron a sitios en donde no puede adquirirse esta parasitosis, se encuentren infectados aún después de muchos años. En determinadas ocasiones se acepta la posibilidad de que algunas larvas permanezcan un tiempo largo en los pulmones y puedan alcanzar su estadio, produciendo estrogiloidiosis pulmonar (Botero y Restrepo, 1992).



**Figura 2.** Larva migrante perianal del parásito de *Strongyloides stercoralis*, resultado de la autoinfección externa, en un caso de estrogiloidiosis crónica.

Fuente: Carrada, 2008



de Löeffler con infiltrados alveolares a los rayos X. Sin embargo, estos síntomas no son tan frecuentes como los gastroenterológicos (Leigton y Mc Sween, 1990).

Hay tres grupos de manifestaciones clínicas:

#### **a. Infección aguda**

El síndrome agudo en ocasiones se reconoce por síntomas cutáneos que continúan en los pulmones y pasa al intestino, unos minutos posteriores del contacto las larvas filariformes penetran la piel, generalmente por el pie o tobillo, y en el huésped sensibilizado provocan prurito, seguido a las 24 horas por eritema focal urticaria. Después de una semana, la migración larvaria por los pulmones, bronquios y tráquea pueden producir irritación de la garganta y tos seca (Egido, 2001).

#### **b. Infección crónica**

Durante esta etapa los síntomas pueden ser continuos o recurrentes. Se han encontrado infecciones que persisten hasta por 35 años. Dentro de los hallazgos cutáneos esta urticaria y migración larvaria (larva currens). Estos últimos son resultados de la infección perianal externa, así siempre dentro de una área a 25 cm del ano, las larvas filariformes inducen una lesión característica, erupción migratoria lineal que es posteriormente un trayecto en forma de serpiente hasta por 10 cm/día.

Los síntomas gastrointestinales van de leves a graves y lo más común es la diarrea y el dolor abdominal. Las manifestaciones pulmonares son el resultado de la migración de las larvas dentro de estas se encuentran tos seca, estribos y sibilancia.

Con el aumento de la intensidad de la enfermedad puede haber fiebre, malestar general, debilidad y pérdida de peso (Egido, 2001).

### **c. Síndrome de hiperinfección (estrongiloidosis diseminada)**

La autoinfección masiva puede resultar en un síndrome de hiperinfección; capacidad del parásito intestinal, por su inmensa diseminación de la larva en los pulmones y otros tejidos así como síntomas intestinales, pulmonares y sistémicos graves. Este síndrome casi siempre se presenta bajo condiciones de depresión de la inmunidad celular del huésped, en especial en individuos debilitados o mal alimentados o en aquellos que reciben tratamientos con inmunosupresores (Brown, 1986).

## **2.6 INMUNIDAD**

La inmunidad sistémica y local mediada por células, aunque crucial, no es el único factor importante asociado con la hiperinfección. Los mastocitos, la composición de la capa de mucus superficial, la respuesta de anticuerpos locales y la tasa de cambio de los enterocitos de las criptas son potencialmente importantes en el control del sobrecrecimiento larvario. La localización tisular de *Strongyloides stercoralis* y la migración de sus larvas por la circulación llevan al hospedero a tener gran contacto con el parásito; en los tejidos se desencadena respuestas inflamatorias especialmente con eosinófilos locales y aumento de la eosinofilia periférica en casos que no presenten deficiencias inmunitarias. Estas células y la elevación de la IgE, se relacionan con la defensa a esta parasitosis (Botero y Restrepo, 1992).

En pacientes inmunodeficientes con diseminación de esta parasitosis se han encontrado bajos niveles de IgE, y bajos recuentos de eosinófilos en sangre. Los eosinófilos tienen capacidad de matar larvas de helmintos *In vitro* y se cree que

la interacción de estos eosinófilos y la IgE, son necesarios para prevenir la diseminación de las larvas de Strongyloides. La baja eosinofilia en pacientes inmunocompetentes no representa un factor que favorezca la diseminación de los parásitos (Botero y Restrepo 1992 y Stites, 1996).

La presencia de anticuerpos específicos IgG aumentados se encuentra en casos de estrongiloidosis con o sin inmunosupresión. Estos anticuerpos no representan capacidad protectora para la diseminación, ni son indicadores de la infección. Su identificación es útil para el diagnóstico. En pacientes con Hiperinfección masiva se ha podido demostrar depresión de linfocitos T en las áreas paracorticales de los ganglios linfáticos y ausencia de formación de granulomas alrededor de las larvas en los tejidos (Botero y Restrepo, 1992).

## **2.7 PREVENCIÓN Y CONTROL**

- Eliminación de las heces del hombre por métodos sanitarios.
- Cumplimiento rígido de los hábitos higiénicos, inclusive el empleo de calzado en zonas endémicas.
- Examinar y tratar a los perros, gatos y monos infectados, que estén en contacto con el hombre.
- Control de pacientes, de los contactos y el ambiente inmediato.
- Inmunización de los contactos y de la fuente de infección: se deben de buscar signos de infección entre los miembros de la familia o en instituciones.
- Tratamiento específico: ante la posibilidad de autoinfección, hay que tratar todas las infecciones, independientemente del número de helmintos (OPS, 1992).

## 2.8 EPIDEMIOLOGÍA

Alrededor de cien millones de personas en el mundo se encuentran infestadas con *Strongyloides stercoralis*. Es una infección endémica en el trópico se distribuye en gran parte de los lugares tropicales y subtropicales donde la frecuencia de prevalencia en forma general está por debajo del 15 % (pero puede exceder en 30 %). En regiones templadas la enfermedad se distribuye pero lo hace en forma esporádica. Sin embargo debido a su potencial para la transmisión directa de humano a humano por contaminación fecal las altas frecuencias se observan en instituciones mentales y en familias infectadas. Todas las edades son susceptibles de presentarla (Chandler, 1965 y Goldsmith, 1995).

La prevalencia de infección ya estudiadas oscila entre menos de 1 % y hasta 48 % en: USA, 0.6 %; Japón Okinawa, 1 % a 10 %; Somalia, 2.9 %; USA Kentucky, 3 %; Costa Rica, 1.1 % a 16.5 %; Brasil, 15 % a 82 %; Congo, 26 %; Zaire, 26 %; República Africana Central, 48 % (Grove, 1989).

*Strongyloides stercoralis* es prevalente en extensas áreas de clima tropical de Asia, África y América. En América Latina existen regiones de Brasil y del Perú con cerca del 60 % de la población infectada. En Chile se han descrito casos esporádicos (Goldsmith, 1995).

En centros de referencia se observan formas severas de la enfermedad en proporciones de 1.5 % a 2.5 % de los pacientes con estrongiloidiosis. La tasa de letalidad en las formas severas, como en la estrongiloidiosis diseminada, se calcula en 43 % para pacientes sin inmunodeficiencia y de 77 % para inmunocomprometidos.

Causas de muerte en estrongiloidiosis diseminada. Las principales causas de muerte en este grupo son la septicemia, el choque séptico, la falla respiratoria aguda y las bronconeumonías (Grove, 1989).

## **2.9 DIAGNÓSTICO DE LABORATORIO**

En el diagnóstico solo se comprueba por el hallazgo del parásito en las heces, esputo, aspirados de líquidos orgánicos o en los tejidos.

### **2.9.1 Hemograma**

Se puede observar eosinofilia, que es común en la infección crónica. Como este aumento de los eosinófilos presenta fluctuaciones en el tiempo, no se recomienda como única medida de seguimiento después de la terapia. La eosinofilia disminuye en los individuos que son tratados y en los que sufren la forma diseminada, en quienes se constituye en un factor de mal pronóstico. Cuando exista esta alteración hematológica se recomienda buscar el parásito. La anemia se observa sobre todo en las formas diseminadas, con promedios de hemoglobina de 7.5 g/dl (rango entre 3.6 y 11.1). Es probable que esta anemia refleje pérdidas ocultas de sangre por el tracto gastrointestinal. En las formas severas se encuentra además hipoproteinemia, hipoalbuminemia, hipocolesterolemia, malabsorción de carbohidratos y de grasas (Kaminsky, 1993).

### **2.9.2 Coprológico**

Como se sabe que en una infección moderada hay menos de 25 larvas por cada gramo de heces, las sensibilidades de uno, tres y siete coprológicos son de 30 %, 50 % y 100 % respectivamente, lo cual hace de este examen algo muy poco práctico (Kaminsky, 1993).

### **2.9.3 Método de concentración**

El método clásico es el formol-éter de Ritchie, en el que se observan las larvas en el sedimento (OMS, 1992).

#### **2.9.4 Método de separación de larvas**

Se describen dos formas de hacerlo: la prueba de Baermann y la de Harada Mori. En la prueba de Baerman la materia fecal se suspende en una gasa que se encuentra en contacto con agua a 42 °C. Se utiliza además una luz brillante para atraer las larvas hacia al agua, esta se centrifuga y se observa la presencia de larvas en el sedimento. La sensibilidad con este método alcanza hasta 80 % en infección y 100 % en formas severas de la estrogiloidiosis; es una técnica 3.6 veces más eficiente que los coprológicos. En la prueba de Harada Mori la materia fecal se coloca sobre un papel de filtro, cuyo extremo se mantiene en agua dentro de un tubo de ensayo (Botero y Restrepo, 1992).

#### **2.9.5 Método del Cultivo**

El objetivo de este método es procurar que los parásitos entren en el ciclo de vida libre. Este método tiene inconvenientes por el tiempo que hay que esperar para obtener las larvas filariformes, por ser dispendioso y por los riesgos de infección para el personal que manipula estas muestras. En los cultivos se usan bases inertes como arena o papel de filtro en medio acuoso para simular las condiciones adecuadas para el desarrollo del ciclo de vida libre. Se han descrito por lo menos tres tipos de cultivos: en agar nutritivo al 1.5 %, en agar no nutritivo y cultivo en papel de filtro, que se incuban durante dos días entre 30 y 35 °C. Los más eficaces han sido los que utilizan agar nutritivo o no nutritivo que permiten descubrir 4 larvas en dos gramos de materia fecal, cuando los cultivos en agar se comparan con la prueba de Baerman se aumenta la eficiencia en 80 %. El cultivo, por otra parte, es el único método en donde se puede observar la migración de las larvas que forman un patrón característico de surcos (Koga y col., 1992).

### **2.9.6 Las técnicas de sondaje duodenal o yeyunal, el “entero test” de Beal y la toma de biopsia**

Son muy eficientes en el diagnóstico de estrongiloidiosis. El diagnóstico inmunológico de esta parasitosis ha avanzado mucho en los últimos años, sin embargo, es difícil realizarlo en países tropicales pobres que son los sitios avanzados por esta parasitosis (Meneses, 1993).

### **2.9.7 Serología**

En esta técnica se han desarrollado inmunofluorescencia indirecta con larvas muertas, pruebas con radio alero absorbentes específicos para IgE y prueba de ELISA para anticuerpos IgG específicos de la larva filariforme. Esta última es la de mayor aplicabilidad y tiene sensibilidades hasta de 85 % (Genta y col., 1986).

#### **Prueba de ELISA**

Es específica y sensible en la identificación de anticuerpos contra Strongyloides (IgG) pero su uso es económico, únicamente, si es empleado a gran escala (Genta y col., 1986).

#### **Inmunofluorescencia**

Es igual sensible y específica al ELISA, es fácil de realizar y de leer y por ella es muy utilizada (Genta y col., 1986).

### **III. MATERIALES Y MÉTODOS**

El estudio con muestras de heces se realizó en los asentamientos humanos de Villa San Cristóbal, Illa Cruz y Los Rosales del Distrito de Jesús Nazareno de la Provincia de Huamanga, Región de Ayacucho. Dichos asentamientos mencionados están ubicados al Norte de la ciudad de Ayacucho, entre 2500 – 2600 m. s. n. m. y una Latitud Sur: 12° 10' a 15° 33' Longitud Oeste: 72° 51' a 75° 08' (Onern, 1976 y Ramírez, 1987).

#### **ASPECTOS GENERALES DE LA ZONA DE ESTUDIO**

##### **Clima**

En la jurisdicción predomina el clima templado y seco con una biotemperatura anual promedio de 15.5 °C, con una precipitación promedio de 540 mm<sup>3</sup> por año y una humedad que varía en un rango de 56 a 60 %.

Según estudios realizados por Ambrosetti, B. y el observatorio de la UNSCH han permitido establecer tres estaciones: lluviosa (Diciembre, Enero, Febrero y Marzo) intermedia (Abril, Setiembre, Octubre y Noviembre) y seco (Mayo, Junio, Julio y Agosto).



## **Demográficos**

La población del departamento de Ayacucho de acuerdo al último censo nacional, la población para el 2007: XI de Población y VI de Vivienda, la población total del departamento de Ayacucho, fue de 653 mil 755 habitantes (población censada más omitida). En el período intercensal 1993 – 2007, la población se incrementó en 141 mil 317 habitantes, lo que significa un crecimiento de 10 mil 94 habitantes por año.

La tasa de crecimiento promedio anual es de 1,7 %, observándose una tendencia creciente desde el censo de 1993. Desde el censo de 1940 hasta el censo 2007, la población total creció en 1,6 veces, es decir, pasó de 414 mil 208 personas en 1940 a 653 mil 755 personas en 2007. Distrito Jesús Nazareno tiene un total de 15,399.

La población de los asentamientos humanos de Villa San Cristóbal, Illa Cruz y Los Rosales presentan un número de habitantes totales de 2186; siendo del sexo femenino igual a 1125 y del masculino 1061 (INEI, 2007).

## **Sanitarias**

Es deficiente en la zona rural y urbana marginal. El saneamiento básico rural que comprende obra de captación de líneas de conducción, reservorio, líneas de adición, red de distribución, conexiones domiciliarias, letrinas entre otras, no llega a cubrir las necesidades básicas de salubridad de los asentamientos ya mencionados (Ramírez, 1987).

## **Situación de Salud**

La población del ámbito de la Región de Salud – Ayacucho se encuentra en un grave riesgo de enfermar, debido a la deficiencia del saneamiento ambiental, la

acentuada mal nutrición y el analfabetismo existente en la población, debido a que los ingresos económicos per cápita son ínfimos, lo que no permite la satisfacción de las necesidades básicas de salud, alimentación, educación y vivienda, acentuada en los últimos tiempos por el crecimiento poblacional, desempleo de la población económica activa, ubicada en la zona urbano marginal y rural principalmente (Infanzón, 1997).

## **POBLACIÓN DE ESTUDIO**

Se eligió la zona en mención por la alta frecuencia de personas que migran de la ceja de selva (río Apurímac) a esta zona. El estudio se realizó en las muestras habitantes que aceptaron participar en el estudio y cuyas edades estuvieron entre 3 a 45 años.

- **Criterio de inclusión:** personas con antecedentes de haber residido en la zona de estudio por un mínimo de un mes (Goldsmith, 1995).
- **Criterio de exclusión:** haber recibido tratamiento antiparasitario y habitantes menores de 3 años o mayores de 45 años.

## **MÉTODOS PARA LA RECOLECCIÓN DE DATOS**

### **Encuesta**

Previa coordinación con los habitantes de los asentamientos que aceptaron realizarse se obtuvo la información epidemiológica mediante una ficha (anexo 1), que incluyeron edad, sexo, antecedentes como viajes a la selva; camina descalzo, agua potable, servicios higiénicos, ocupación, recibió tratamiento antiparasitario, presenta algún síntoma en común como diarrea, dolor abdominal, tos, náuseas, vómitos, cansancio.

## **RECOLECCIÓN DE MUESTRAS**

A los habitantes, previa orientación (charla), sobre la importancia del estudio de esta parasitosis. Se entregó un envase plástico nuevo y limpio, de boca ancha, con tapa rosca de 250 cc de capacidad, donde colocaron sus heces. Se recomendó que la muestra sea del mismo día, que no se hubiese obtenido con purgantes o supositorios, con el fin de no producir sesgos en la recolección de la muestra.

Cada envase fue debidamente rotulado anotando el nombre, la edad, la fecha y la hora de recepción de la muestra. Los envases conteniendo las muestras fecales fueron sellados cuidadosamente con cinta adhesiva e inmediatamente depositados dentro de cajas de teknopor con la finalidad de mantener un rango de temperatura semejante a la temperatura ambiental y evitar la muerte de las larvas durante su transporte las muestras fueron trasladadas para su procesamiento al Servicio de Patología Clínica del Hospital II "EsSalud"-Huamanga durante 45 días seguidos; como también al Laboratorio de Parasitología de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional de San Cristóbal de Huamanga por un período de 40 días.

## **EXAMEN PARASITOLÓGICO DE LAS HECES**

Para el procesamiento de las heces se utilizaron 3 técnicas coproparasitológicas diferentes: examen directo de heces, técnica de sedimentación modificada de Ritchie, cultivo en placa con agar Müller Hinton.

## **EXAMEN DIRECTO DE HECES**

### **Procedimiento**

- Se colocó en una lámina portaobjeto dos gotas de lúgol parasitológico y en el otro extremo dos gotas de solución salina fisiológica.

- Se colocó una pequeña porción de la muestra de heces con un palillo monda dientes.
- Se homogenizó hasta obtener una mezcla uniforme y luego se cubrió el preparado con una laminilla cubre objeto.
- Se observó al microscopio con los objetivos de 10X y 40X (Kaminsky, 1993).

## **TÉCNICA DE SEDIMENTACIÓN MODIFICADA DE RITCHIE**

### **Procedimiento**

Se preparó una solución madre mezcla de detergente y agua destilada para obtener al 5 % de solución (995 mL. agua destilada y 5 mL. detergente comercial).

- A la muestra de heces se agregó 20 mL. de la solución madre, se mezcló con un palito mondadientes hasta obtener una mezcla homogénea.
- Se tamizó a través de un embudo con gasa, en tubos con una capacidad de 20 mL.
- Se filtró la mezcla homogénea hasta alcanzar la medida de 20 mL.
- Se tapó el tubo y se agitó vigorosamente por 30 segundos.
- Luego se dejó reposar por treinta minutos; con el fin de dejar actuar al detergente.
- Se descartó el sobre nadante.
- Al sedimento se agregó 15 mL. de agua destilada aproximadamente. Se homogenizó la muestra adecuadamente.
- Se dejó reposar otros 30 minutos, se descartó el sobrenadante y se agregó agua destilada se realizó este procedimiento 3 veces hasta que el sobrenadante este relativamente transparente.

- Luego de desechar el sobrenadante, al sedimento se agregó 2 gotas de lugol parasitológico.
- Se colocó 0.04 mL. aproximadamente del sedimento en una lámina portaobjeto colocando sobre ella dos láminas cubreobjeto.
- Se procedió a observar al microscopio con los objetivos de 10X y luego a 40X (OMS, 1992).

## **CULTIVO DE MUESTRAS DE HECES**

### **Procedimiento**

- Se preparó 500 mL. de solución de agar Müller Hinton donde en cada placa se agregó aproximadamente con 25 – 30 mL. de la solución del medio de cultivo.
- Se dejó solidificar a temperatura ambiente.
- Se colocó 2 g de heces en el centro de la placa de cultivo agar Müller Hinton.
- Se incubaron las placas a 37 °C por 48 horas.
- Luego de 48 horas, se observó la presencia o ausencia de *Strongyloides stercoralis* (Koga, 1990).

## **ANÁLISIS ESTADÍSTICO**

Los datos obtenidos fueron analizados mediante el software SPSS 15, a partir del cual se obtuvo estadísticos descriptivos como frecuencia absoluta y relativas; así mismo para medir la concordancia entre las técnicas de detección de *Strongyloides stercoralis*, se empleó el índice de Kappa de Cohen.

#### **IV. RESULTADOS**

**Tabla Nº 01.** Frecuencia de infección por *Strongyloides stercoralis* utilizando los tres métodos coproparasitológicos. Ayacucho - Huamanga, 2010.

Variables	Examen directo (n=198)		Técnica de sedimentación modificada de Ritchie (n = 198)		Cultivo en placa con agar Müller Hinton (n=198)	
	n/N	Positivos%	n/N	Positivos%	n/N	Positivos %
EDAD						
3 – 11	1/38	2.63	1/38	2.63	3/38	7.89
12 – 20	0/44	0.00	2/44	4.54	5/44	11.37
21 – 29	0/45	0.00	2/45	4.44	2/45	4.44
30 – 38	1/37	2.70	2/37	5.40	3/37	8.11
39 – a más	0/34	0.00	0/34	0.00	1/34	2.94
<b>Sexo</b>						
Hombres	2/109	1.83	4/109	3.67	9/109	8.26
Mujeres	0/89	0.00	3/89	3.37	5/89	5.62

**LEYENDA:**

n/N = casos positivos en el rango de edades / total de muestras en el rango de edades.

**Tabla N° 02.** Número de casos de estrongiloidosis detectados por las tres técnicas y su razón de eficiencia. Ayacucho - Huamanga, 2010.

Técnica de laboratorio	Proporción de casos positivos	Razón de eficiencia
Examen directo.	2/15	0.13
Técnica de sedimentación modificada de Ritchie.	7/15	0.46
Cultivo en placa con agar Müeller Hinton.	14/15	0.93



**Tabla 03.** Diagnóstico de estrongiloidosis por *Strongyloides stercoralis* entre el método directo y el de sedimentación modificada de Ritchie en muestras de heces provenientes de los asentamientos humanos de Villa San Cristóbal, Illa Cruz y Los Rosales. Ayacucho - Huamanga, 2010.

MÉTODO S.E.M.R.	MÉTODO DIRECTO				Total	
	Positivo		Negativo		Nº	%
	Nº	%	Nº	%		
Positivo	1	50.00	6	3.09	7	3.57
Negativo	1	50.00	188	96.91	189	96.43
Total	2	100.00	194	100.00	196	100.00

Tasa de concordancia: 0.210

Sensibilidad : 50.0%

Especificidad : 96.91%

**Tabla 04.** Diagnóstico de estrongiloidosis por *Strongyloides stercoralis* entre el métodos directo y el cultivo en placa con agar Müeller Hinton en muestras de heces provenientes de los asentamientos humanos de Villa San Cristóbal, Illa Cruz y Los Rosales. Ayacucho - Huamanga, 2010.

MÉTODO C.A.M.H	MÉTODO DIRECTO				Total	
	Positivo		Negativo		Nº	%
	Nº	%	Nº	%		
Positivo	2	100.00	9	4.64	11	5.61
Negativo	0	0.00	185	95.36	185	94.39
Total	2	100.00	194	100.00	196	100.00

Tasa de concordancia : 0.430

Sensibilidad : 100.00%

Especificidad : 95.36%

**Tabla 05.** Diagnóstico de estrongiloidosis por *Strongyloides stercoralis* entre el método de sedimentación modificada de Ritchie y el de cultivo en placa con agar Müeller Hinton en muestras de heces provenientes de los asentamientos humanos de Villa San Cristóbal, Illa Cruz y Los Rosales. Ayacucho - Huamanga, 2010.

MÉTODO C.A.M.H	MÉTODO S.E.M.R.				Total	
	Positivo		Negativo			
	Nº	%	Nº	%	Nº	%
Positivo	6	85,71	5	2,65	11	5,61
Negativo	1	14,29	184	97,35	185	94,39
Total	7	100,00	189	100,00	196	100,00

Tasa de concordancia: 0.671

Sensibilidad : 85.71%

Especificidad : 97.35%

## V. DISCUSIÓN

En la mayoría de laboratorios, se utiliza el examen directo en solución salina y lúgol 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 (la técnica de Baermann o técnica de sedimentación espontánea) o los cultivos (el cultivo en agar en placa o el cultivo de Dancescu) para obtener un diagnóstico más confiable. Los índices de sensibilidad de 13.0% y 46.0% obtenidos en el presente estudio para el examen directo y la técnica de sedimentación modificada de Ritchie confirman la baja eficiencia que demuestran estos métodos en el diagnóstico de esta parasitosis. 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.

En la tabla Nº 1. La frecuencia de infección reportada, utilizando el examen directo según las edades de 3 – 11 y 30 - 38 fue de 2.6 % (1/38); y 2.70 % (1/37) respectivamente; método de la técnica de sedimentación modificada de Ritchie según edades 3 – 11, 12 – 20, 21 – 29 y 30 – 38 presentaron las siguientes frecuencias respectivamente 2.60 % (1/38), 4.50 % (2/44), 2.20 % (1/45) y 2.70 % (1/37); con el cultivo en placa con agar Müeller Hinton según edades 3 – 12, 12 – 21, 21 – 30, 30 –

39 y 39 – 45 presentaron las frecuencias de 5.30 % (2/38), 6.80 % (3/44), 2.20 % (1/45), 2.70 % (1/37) y 2.90 % (1/34) respectivamente, siendo la población masculina la más afectada por esta infección coincidiendo con Meza, 2007, La frecuencia de infección reportada utilizando el método de Baerman fue de 6.89 % y por el método de cultivo en placa esta se eleva hasta 17.24 %, siendo la población masculina la más afectada por esta infección.

Luján, 2006, Del total de 108 muestras fecales examinadas por los tres métodos parasitológicos, la TSET mostró un mayor rendimiento (50.9 %) en comparación con el examen directo con solución salina y lugol (23.2 %) y la técnica de flotación con sulfato de zinc (25.9 %).

En la tabla N° 2. La proporción de casos positivos presentes en las diferentes técnicas coproparasitológicas fueron para el examen directo 2/15 (0.13 como razón de eficiencia) la técnica de sedimentación modificada de Ritchie 7/15 (0.46 como razón de eficiencia) y finalmente el cultivo en placa con agar Müller Hinton con 14/15 (0.93 como razón de eficiencia) en una forma independiente de cada técnica coproparasitológica la sensibilidad de cada una de ellas son 13.0 % en el examen directo, 46.0 % en la técnica de sedimentación modificada de Ritchie y 93.0 % en cultivo con agar Müller Hinton.

En los valores reportados coinciden con las investigaciones de Lau, 2005, la sensibilidad de cada una de las técnicas, cuando se compararon éstas con los casos positivos y negativos detectados por los tres métodos fueron los siguientes: cultivo en agar en placa 95,24 %, técnica de Baerman 59,52 % y examen directo 4,76 %.

Meza, 2007, el estudio realizado demuestra una alta concordancia con los resultados obtenidos en los estudios revisados al haber obtenido un 92.85 % de sensibilidad para

el método de cultivo con carbón vegetal y de menos del 5.0 % para el examen directo realizado a todas las muestras procesadas, lo cual nos confirma que la aplicación del método de cultivo de carbón vegetal es necesaria para la detección de larvas de *Strongyloides stercoralis*.

En la tabla N° 03 entre el método directo y la técnica de sedimentación modificada de Ritchie presento una tasa de concordancia de 0.21 siendo del tipo bajo al comparar ambas técnicas la sensibilidad fue de 50.0 % y su especificidad de 96.91 %.

Los resultados obtenidos muestran bajo grado de acuerdo entre las técnicas evaluadas que comparan tanto el examen directo como la técnica de sedimentación modificada de Ritchie. En este caso de concordancia es del tipo de grado de acuerdo bajo considerándose así el valor de Kappa según Landis y Koch que establecieron márgenes para valorar el grado de acuerdo en función del índice de kappa.

En la tabla N° 04 entre el método directo y el cultivo en agar Müller Hinton presento una tasa de concordancia de 0.43 siendo del tipo moderado al comparar ambas técnicas la sensibilidad resulto 100 % y su especificidad de 95.36 %.

Los resultados obtenidos muestran un moderado grado de acuerdo entre las técnicas evaluadas que comparan tanto el examen directo y el cultivo en agar Müller Hinton. En este caso de concordancia es del tipo de grado de acuerdo moderado considerándose así el valor de Kappa según Landis y Koch que establecieron márgenes para valorar el grado de acuerdo en función del índice de kappa.

En la tabla N° 05 entre la técnica de sedimentación modificada de Ritchie y el cultivo en agar Müller Hinton la tasa de concordancia fue de 0.67 % siendo del tipo bueno es

decir presenta una alta concordancia al compararlas, mientras su sensibilidad fue de 85.71 % y su especificidad de 97.35 %.

Los resultados obtenidos muestran un buen grado de acuerdo entre la técnica de sedimentación modificada de Ritchie y el cultivo en agar Müller Hinton. En este caso de concordancia es del tipo de grado de acuerdo bueno considerándose así el valor de Kappa según Landis y Koch que establecieron márgenes para valorar el grado de acuerdo en función del índice de kappa.

El estudio realizado muestra una alta concordancia con los resultados obtenidos en los estudios revisados al haber obtenido un 92.85 % de sensibilidad para el métodos de cultivo con carbón vegetal.

Según el estudio realizado por Meza, 2007 demuestra una alta concordancia con los resultados obtenidos en los estudios revisados al haber obtenido un 92.85 % de sensibilidad para el método de cultivo con carbón vegetal y de menos del 5 % para el examen directo realizado a todas la muestras procesadas.

La sensibilidad del cultivo en placa supera a lo reportado con la metodología de Baermann. Por otro lado el examen directo no puede considerarse como una prueba "estándar de oro" , pues como todo método basado en la observación directa del parásito está afecta de muchos condicionales que van desde la cantidad de muestra utilizada hasta la fluctuación en la eliminación de larvas en las heces de las personas infectadas.

## VI. CONCLUSIONES

1. Al evaluar la sensibilidad de las técnicas coproparasitológicas para el diagnóstico de estrongiloidosis, el medio de cultivo con agar Müller Hinton presentó una mayor sensibilidad con 93.0 %.
2. La sensibilidad de cada una de las técnicas coproparasitológicas en forma independiente para el diagnóstico de estrongiloidosis presentaron para el examen directo una sensibilidad de 13.0 %, la técnica de sedimentación modificada de Ritchie 47.0 % de sensibilidad y el cultivo en placa con agar Müller Hinton 93.0 % de sensibilidad.
3. Al comparar la sensibilidad de las técnicas coproparasitológicas El grado de concordancia entre el método directo y la técnica de sedimentación modificada de Ritchie presentó un grado de concordancia de 0.21 siendo del tipo bajo, entre el método directo y el cultivo en agar Müller Hinton presentó una tasa de concordancia de 0.43 siendo del tipo moderado, entre la técnica de sedimentación modificada de Ritchie y el cultivo en agar Müller Hinton la tasa de concordancia fue de 0.67 siendo del tipo bueno, es decir presentó una alta concordancia o grado de acuerdo al compararlas.



## VII. RECOMENDACIONES

1. La aplicación del método de cultivo en placa con agar Müller Hinton para la detección de *Strongyloides stercoralis* es de fácil implementación y lectura, se debería de usar en los centros de salud para una mayor confiabilidad de la detección de esta parasitosis.
2. Realizar cursos de capacitación para realizar las técnicas de sedimentación modificada de Ritchie como también el cultivo en agar Müller Hinton.
3. Se recomienda su difusión e implementación, sobre todo en lugares donde la prevalencia de esta enfermedad es alta y/o se sospecha la existencia del parásito.

## VIII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. **Atías, A. y Neghme, A.** 1991. Parasitología clínica, 3ra edición, editorial Mediterráneo. Santiago – Chile.
2. **Beltrán, M.** 1997. Manual de procedimiento de diagnóstico de enteroparásitos laboratorio nivel intermedio. Lima – Perú.
3. **Benito, G.** 1975. Prevalencia de *Strongyloides stercoralis* y Balantidiosis en el barrio de Belén, ciudad de Iquitos según la técnica de Baerman modificado en copa. Tesis de bachiller en Medicina UPCH. Lima- Perú.
4. **Botero, D. y Restrepo, M.** 1992. Parasitosis humanas, 2da.edición, editorial corporación para investigaciones biológicos. Bogotá. Colombia.
5. **Brock, T. y Madigan, M.** 1991. Microbiología, 6ta edición, editorial Interamericana. México.
6. **Brown, H.** 1986. Parasitología clínica. 6ta edición, editorial Interamericana S.A de C.V México, D.F.
7. **Calzada, B.** 1982. Métodos estadísticos para la investigación, 5ta edición, editorial Interamericana de España, S.A. Mc Graw Hill.
8. **Chandler, A.** 1965. Introducción a la parasitología, ediciones Omega, S.A. Barcelona - España.
9. **Carrada, T.** 2008. Revista mexicana de patología clínica. Vol. 55, núm. 2, pp 88-110. Abril - Junio.
10. **Cotran, K.** 1990. Parasitología estructural y funcional, 4ta edición, Vol. I editorial Interamericana de España, S.A Mc Graw Hill.
11. **Chumpitaz, F.** 1999. Strongyloidosis en Pucapunco sierra de Huaraz. Tesis para optar titulo en medicina.
12. **Davidsohn, I.** 1981. Diagnóstico clínico por el laboratorio, 6ta edición, editorial salvat, editores S.A. Barcelona – España.

13. **Egido, J.** 2001. the prevalence of enteropathy due to strongyloidosis en Puerto Maldonado (peruvian Amazon). Tesis de Bachiller en medicina en la Cayetano Heredia.
14. **Esquibies, E.** 1992. Estrongiloidosis en Santa Clotilde (Rio Napo); uso de las técnicas de Baermann modificado en copa para heces y esputo. Tesis de bachiller en medicina UPCH. Lima- Perú
15. **Faust, C., Russel, P. y Jun, R.** 1984. Parasitología clínica, 1era. edición, editorial salva, Editores, S.A. Barcelona.
16. **García, E.** 1995. Tratamiento de la Helmintiasis en niños de tres comedores populares utilizando semillas de *Cucurbita máxima* "zapallo" tesis UNSCH – Ayacucho.
17. **Genta, R., Schad, G. y Hellman, M.** 1986. *Strongyloides stercoralis*: parasitological, immunological and pathological observations in immunosuppressed dogs, trnasact. Roy. Sociedad de medicina tropical y Hyg.
18. **Goldsmith, R.** 1995. Parasitología y medicina tropical, 1ra. edición, editorial el manual moderno, S.A. de C.V. México.
19. **Granados, R.** 1998. Microbiología, editorial Paraninfo. Madrid – España.
20. **Grove, DI.** 1989. Strongyloidosis: a mayor round word infection o men. London.
21. **INEI.**2007. <http://desa.inei.gob.pe/censos2007/tabulados/>.
22. **Infante, R., Terachima, A., Maguiña, C., Tello, C., Alvarez, H. y Gotuzzo, E.,** 1998. Estudio clínico parasitológico de pacientes con autoinfección de *Strongyloides stercoralis* en el Hospital Cayetano Heredia entre 1978 – 1991 Perú.
23. **Infanzón, H.** 1997. Influencias de factores epidemiológicas en enteroparasitismo y estrato nutricional Rio Apurímac Tesis UNSCH – Ayacucho.

24. **Juscamaita, C.** 1997. Enteroparasitismo e Influencia de factores epidemiológicos en niños menores de 5 años de edad en la Urb. Las Nazarenas. Tesis UNSCH – 1. Ayacucho.
25. **Kaminsky, Rg.** 1993. Evaluation of three methods for laboratory diagnosis of *Strongyloides stercoralis* infection. *J Parasitol*; 79:277-280.
26. **Keiser, P. y Nutman, T.** 2004. *Strongyloides stercoralis* in the immunocompromised population. *Clin. Microbiol. Rev.* 17:208-217.
27. **Koga, K., Kasuya, S., Khamboonruang, C., Sukhavat, K., Nakamura, Y. y Tani, S.** 1990. Evaluación del método de cultivo con agar para la detección de *Strongyloides stercoralis* en Tailandia Norteño. *J el Trop. Med. Hyg.*
28. **Koneman, A.** 1992. Diagnóstico microbiológico, 3ra. edición, editorial Médica panamericana S.A. Madrid – España.
29. **Lau, Ch.** 2005. Evaluación de técnicas parasitológicas en el diagnóstico de estrongiloidiosis por *Strongyloides stercoralis*. *Revista de Medicina Heredia.*
30. **Leigton, P. y Mc Sween, H.** 1990. *Strongyloides stercoralis*: The cause of an urticarial-like eruption of 65 years duration.
31. **Leventhal, R. y Cheadle, R.** 1992. Parasitología Médica, 3ra edición, editorial Interamericana Mc Graw– Hill México.
32. **Londoño, I.** 1993. Clínica y Complicaciones de las Parasitosis, 1 era edición editorial Universidad de Antioquía, Medellín Colombia.
33. **Lumbreras, H.** 1990. Aplicación de la técnica de Baerman modificada en copa para el diagnóstico y control terapéutico.
34. **Lujan, D.** 2006. Aplicación de la técnica de sedimentación espontánea en tubo en el diagnóstico de parásitos intestinales. Tesis para optar el título profesional de licenciado en Tecnología Médica.
35. **Náquira, V.** 1993. Manual de trabajos prácticos del curso de parasitología médica UNMSM. Lima – Perú.

36. **Maco, V., Marcos L., Otero, L., Terachima, A., Tello, R. y Samalvides, I.** 2001. Método de Arakaki (Cultivo de agar placa) vs técnica de Baerman modificada en copa en el diagnóstico de estrogiloidosis: resultados preliminares. Resúmenes de Congreso SPEIT 2002.
37. **Markell, E.** 1990. Parasitología Médica, 6ta Edición, editorial Interamericana, España.
38. **McVan, B.** 1995. Referencias farmacológicas, editorial manual moderno S.A.C.V. México.
39. **Meza, F.** 2007. Comparación entre el método de Baerman y el método de cultivo de heces con carbón vegetal para el diagnóstico de la infección por *Strongyloides stercoralis*. Tesis para optar el título profesional de Licenciado en Tecnología Médica.
40. **Honren,** 1976. Guía del mapa ecológico del Perú. Lima – Perú.
41. **OMS.** 1992. Métodos básicos de laboratorio en parasitología medica, OMS. Ginebra.
42. **Oriundo, W.** 1996. Aspectos epidemiológicos y prevalencia del enteroparasitismo desnutrición en escolares del distrito de Ancohuayllo – Uripa Andahuaylas. Tesis para Optar Título Profesional de Biólogo.
43. **OPS.** 1992. El Control de las enfermedades transmisibles en el hombre, publicación científica Nº 538, 15ava. edición, informe oficial de la asociación estadounidense de la Salud pública.
44. **Ramírez, A.** 1987. Ecología de las zonas de vida de la provincia de Huamanga. Revista de investigación de Biología Vol. 1 UNSCH Ayacucho.
45. **Restrepo, A.** 1996. Fundamentos de medicina corporación para investigaciones biológicas, 5ta edición. Medellín – Colombia.
46. **Rivas, G.** 1958. La Estrogiloidosis en nuestro medio, gen XIII; 1-2
47. **Statistical,** 1981. methods for rates an proportions. Ed. John Wiley New York.

48. **Suites, D.** 1996. Inmunología básica y clínica, 8va edición, editorial Manual Moderno, S.A. México.
49. **Tamayo, M.** 1993. parasitosis intestinal infantil. Revista de la sociedad Boliviana pediátrica. La Paz. Bolivia
50. **Tello, R.** 2000. Revista médica de la fundación instituto Hipólito Unanue. volumen 39. Lima – Perú.
51. **Terashima, A.** 1999. Prevalencia de enteroparasitosis en tres localidades del Perú: Villa el Salvador, Valle de Chanchamayo, comunidades de Huayopampa y Pucapunco en la sierra de Huaral Universidad Peruano Cayetano Heredia Lima – Perú.
52. **Terashima, A., Sánchez E., Tello R., Huamán C., Ponce E., Inga L., Canales M., Aguilar J. y Demarini J.** 1999. VI Congreso peruano de enfermedades infecciosas y tropicales. Sociedad peruana de enfermedades infecciosas y tropicales, Lima- Perú.
53. **Terashima, A., Sánchez, E. y Tello, R.** 1999. Empleo de la técnica de Dancescu para el diagnóstico de *Strongyloides stercoralis*. México: Libro de resúmenes del XIV Congreso latinoamericano de parasitología.
54. **Weissenbacher M.** 1996. Boletín internacional sobre prevención y atención del sida N° 30 – 31 de julio a diciembre.
55. **Zinsser, W.** 1994. Microbiología. 20ava. edición, editorial médica panamericana S.A. Madrid – España.

## **ANEXOS**

## ANEXO 01

### FICHA DE ENCUESTA

Evaluación de técnicas coproparasitológicas en el diagnóstico de estrongiloidosis por *Strongyloides stercoralis*. Laboratorio de Patología Clínica de Hospital II "EsSalud" – Huamanga.

Nº de ficha:.....

#### I.- DATOS PERSONALES

- 1- Nombre:.....
- 2- Edad:.....
- 3- Sexo:                      3.1- Femenino ( )    3.2- Masculino ( )
- 4- Lugar de Nacimiento: 4.1- Huamanga ( )    4.2- Ceja de selva ( )    4.3- Otro ( )
- 5- Lugar de procedencia: 5.1- Huamanga ( )    5.2- Ceja de selva ( )    5.3- Otro ( )
- 6- Ocupación:              6.1- Casa ( )    6.2- Privado ( )    6.3 Público ( )
- 7- Tiempo de residencia: 7.1- 1 año ( )    7.2 2 años ( )    7.3- Mas de 2 años ( )
- 8-Viajes a la selva:        8.1-1 vez ( )    8.2- 2 veces ( )    8.3- más de 2 veces ( )
- 9- Agua potable:            9.1 Si ( )    9.2 No ( )
- 10- Desagüe:                10.1 Si ( )    10.2 No ( )
- 11- Recibió tratamiento antiparásitario:    11.1 Si ( )    11.2 No ( )

#### II- FACTOR DE RIESGO

##### 2.1 Uso del calzado:

- 2.1.1- Nunca camino descalzo ( )
- 2.1.2- Camina descalzo esporádicamente ( )
- 2.1.3- Camina descalzo con frecuencia ( )

#### III- Síntomas:

- 3.1 - Diarrea:            3.1.1- Si ( )            3.1.2 - No ( )            3.1.3- A veces ( )
- 3.2 - Dolor abdominal:                      3.2.1- Si ( )            3.2.2 - No ( )
- 3.3 Tos:                      3.3.1- Frecuentemente ( )    3.3.2- No presenta ( )
- 3.4 Nauseas:                3.4.1- Si ( )            3.4.2 - No ( )
- 3.5 Vómitos:                3.5.1- Si ( )            3.5.2 - No ( )
- 3.6 Cansancio:              3.6.1- Si ( )            3.6.2 - No ( )
- 3.7 Otros:.....



**ANEXO 02**  
**ÍNDICE KAPPA DE COHEN**

**Tabla 01.-** Índice Kappa de Cohen para la concordancia del diagnóstico de estrongiloidiosis por *Strongyloides stercoralis* entre el métodos directo y la técnica de sedimentación modificada de Ritchie.

**Medidas simétricas**

	Valor	Error típ. asint.(a)	T aproximada (b)	Sig. aproximada
Medida de Kappa acuerdo	,210	,184	3,556	,000
N de casos válidos	196			

a Asumiendo la hipótesis alternativa.

b Empleando el error típico asintótico basado en la hipótesis nula.

**Tabla 02.-** Índice Kappa de Cohen para la concordancia del diagnóstico de estrongiloidiosis por *Strongyloides stercoralis* entre el métodos directo y el de cultivo en placa con agar Müller Hinton

**Medidas simétricas**

	Valor	Error típ. asint.(a)	T aproximada (b)	Sig. aproximada
Medida de Kappa acuerdo	,296	,163	5,830	,000
N de casos válidos	196			

a Asumiendo la hipótesis alternativa.

b Empleando el error típico asintótico basado en la hipótesis nula.

**Tabla 03.-** Índice Kappa de Cohen para la concordancia del diagnóstico de estrongiloidiosis por *Strongyloides stercoralis* la técnica de sedimentación modificada de Ritchie y el de cultivo en placa con agar Müller Hinton

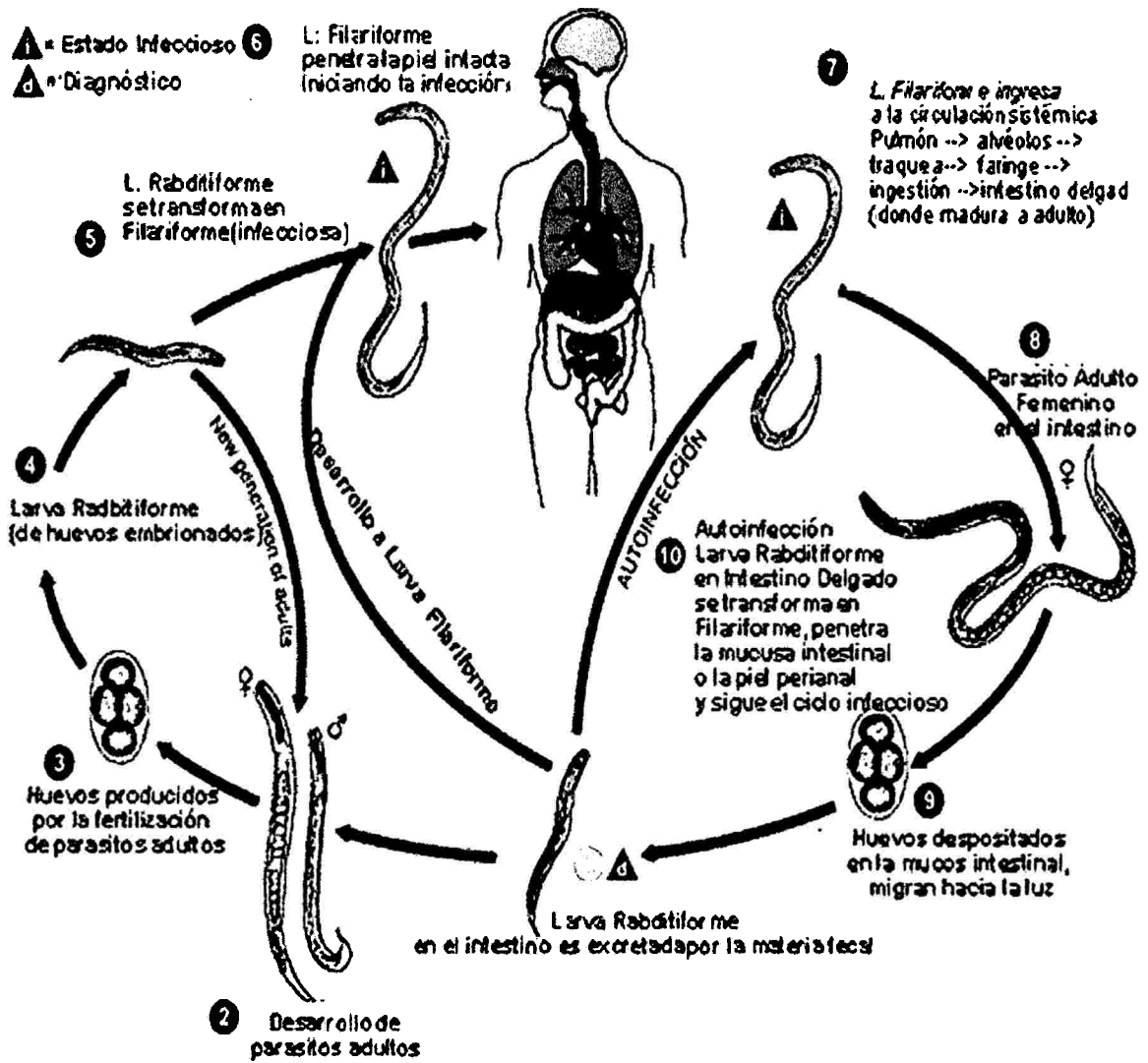
**Medidas simétricas**

	Valor	Error típ. asint.(a)	T aproximada (b)	Sig. aproximada
Medida de Kappa acuerdo	,651	,132	9,377	,000
N de casos válidos	196			

a Asumiendo la hipótesis alternativa.

b Empleando el error típico asintótico basado en la hipótesis nula.

**ANEXO03**  
**CICLO BIOLÓGICO DEL PARÁSITO DE *Strongyloides stercoralis*.**



Fuente: [www.facmed.unam.mx/.../strongyloidosis.php](http://www.facmed.unam.mx/.../strongyloidosis.php)

ANEXO 04

TABLA PARA DETERMINAR LA SENSIBILIDAD.

Resultados de Prueba	Diagnóstico Verdadero	
	Enfermo	Sano
Positivo	Verdaderos Positivos (VP)	Falsos Positivos (FP)
Negativo	Falsos Negativos (FN)	Verdaderos Negativos (VN)

$$Sensibilidad = \frac{VP}{VP + FN}$$

## ANEXO 05

### MÉTODO DE RITCHIE.

#### 1) Homogeneizado y filtrado.

Mezclar y homogeneizar en un vaso de Bohemia una muestra de materia fecal de 5 g con 25 ml de suero fisiológico salino. Pasar por embudo con triple filtro de gasa y algodón a un tubo de centrifuga de fondo cónico 8 ml de la suspensión, buscando retener los residuos más voluminosos.

#### 2) Centrifugado y lavado.

La suspensión obtenida en la etapa anterior se centrifuga a 2300 revoluciones por minuto (rpm) durante un minuto. Se descarta el sobrenadante, y secando el borde del tubo con un hisopo, se vuelve a resuspender el sedimento en suero fisiológico por agitación, volviendo a centrifugar a 2300 rpm durante un minuto la nueva suspensión. Esta operación se repite hasta obtener sobrenadantes translúcidos, generalmente tres veces.

#### 3) Fijación y eliminación de grasas.

Al sedimento final obtenido se le adiciona 2 ml de formol al 10%, homogeneizándose la muestra por agitación y dejándose reposar por cinco minutos, con fines de fijación. A la suspensión lograda se le agregan 3 ml de éter, agitando vigorosamente el tubo tapado, para extraer grasas.

#### 4) Centrifugado final.

Se centrifuga el tubo a 1500 rpm durante un minuto. Descartamos el sobrenadante, limpiando la boca del tubo con hisopo de algodón.

#### 5) Observación.

El sedimento obtenido está pronto para la observación microscópica, tomándolo con pipeta Pasteur, para suspender en suero fisiológico y lugol parasitológico(\*) sobre lámina portaobjeto, cubriéndose ambas muestras con cubreobjetos. La observación microscópica se efectuará con objetivos en seco a aumentos de 100 x, 200 x y 450 x, sucesivamente.

MATRIZ DE CONSISTENCIA

TÍTULO	PROBLEMA	OBJETIVOS	HIPÓTESIS	MARCO TEÓRICO	VARIABLES	METODOLOGÍA
Evaluación de técnicas coproparasitológicas en el diagnóstico de estrongiloidosis por <i>Strongyloides stercoralis</i> . Laboratorio de Patología Clínica de Hospital II "EsSalud" - Huamanga 2010.	¿Cuál de las técnicas coproparasitológicas presenta una mayor sensibilidad para el diagnóstico de estrongiloidosis por <i>Strongyloides stercoralis</i> ?	Objetivo General Evaluar la sensibilidad de las técnicas coproparasitológicas para el diagnóstico de estrongiloidosis por <i>Strongyloides stercoralis</i> en muestras fecales. Objetivos Específicos Determinar la sensibilidad de cada una de las técnicas en forma independiente. Comparar y determinar la sensibilidad de las técnicas coproparasitológicas entre ellas.	La técnica de cultivo en agar Mueller Hinton presentara una mayor sensibilidad.	<ul style="list-style-type: none"> <li>Características generales</li> <li>Clasificación taxonómica</li> <li>Patología</li> <li>Larva rhabditiforme</li> <li>Larva filariforme (estado infectante)</li> <li>Adultos de vida libre</li> <li>Ciclo biológico</li> <li>Manifestaciones clínicas</li> <li>Inmunidad</li> <li>Prevención y control</li> <li>Epidemiología</li> <li>Diagnóstico de laboratorio</li> </ul>	<p>V. I:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>S. del E. directo.</li> <li>S. de la técnica sedimentación modificada de Ritchie.</li> <li>S. del cultivo en agar Mueller Hinton</li> </ul> <p>V.D:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>Diagnóstico de estrongiloidosis</li> </ul>	<p>Tipo de Investigación:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>experimental</li> </ul> <p>Población: 198 habitantes.</p> <p>Muestra: Heces</p> <p>Lugar de colecta: Villa Cristóbal Illa cruz Los rosales</p>

**Acta De Sustentación**  
**De Tesis**  
**R. D N° 071 – 2011 – FCB –D**  
**Bach. Maribel Rojas Alfaro.**

En la ciudad de Ayacucho siendo las tres y veinte minutos de la tarde del día viernes veintinueve de abril del dos mil once, en el auditorio de la Facultad de Ciencias Biológicas reunidos los docentes bajo la presidencia del Maestro Elmer Ávalos Pérez, como decano de la Facultad de Ciencias Biológicas, y con la asistencia de: Doctor Saúl Chuchón Martínez y Magíster Rosa Guevara Montero como miembros Jurado, Magíster Víctor Cárdenas López como miembro - Asesor; Bióloga Ruth Eisa Huamán De la Cruz como Cuarto Jurado Calificador y actuando como secretaria docente la Magíster Maricela López Sierralta, para recepcionar la Tesis: Evaluación de Técnicas coparásitológicas en el diagnóstico de estroglyoidosis por *Strongiloides stercoralis*. Laboratorio de Patología Clínica del Hospital II EsSalud. Huamanga 2010, presentado por la Bachiller Maribel Rojas Alfaro, quien pretende optar el título profesional de Biología en la especialidad de Microbiología.

El presidente de los Miembros del Jurado en su condición de Decano inicia el acto de la sustentación, verificando los documentos en mesa y solicitando la Secretaria Docente que de lectura de la Resolución Decanal N° 071-2011-FCB-D de fecha trece de abril del dos mil once, luego del cual instruye a la sustentante en aspectos relacionados a la exposición, recomendando que la disertación sea realmente una exposición y no limitarse a la sola lectura de las diapositivas, además recuerda el tiempo de exposición en un máximo de cuarenta y cinco minutos.

La sustentante inicia su exposición, haciendo uso de equipos audiovisuales para la presentación de sus diapositivas durante el tiempo correspondiente.


Culminando este período el decano apertura la segunda etapa del acto de sustentación en la cual los miembros del jurado calificador realizan las observaciones y preguntas que crean conveniente para poder fundamentar la evaluación consecuente.

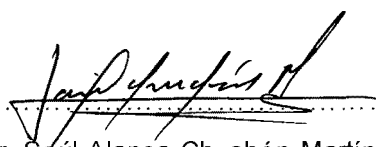
Inicia su participación la profesora Ruth Eisa Huamán De la Cruz en su condición de Cuarto Jurado Calificador, luego la Magíster Rosa Grimesa Guevara Montero y luego el Dr. Saúl Alonso Chuchón Martínez para ceder a la participación del Decano


Maestro Elmer Avalos Pérez, por ultimo se tiene la participación del Magister Víctor Luís Cárdenas López en su condición de asesor del Trabajo de Investigación, culminada esta etapa el decano invita a la sustentante y al público en general , para que abandone la sala, para que el Jurado Calificador puede deliberar y realizar la evaluación correspondiente como sigue:


Jurado calificador	Exposición	Rpta a preguntas	Promedio
Dr. Saúl Alonso Chuchón Martínez	14	12	13
Mg. Rosa Grimanesa Guevara Montero	16	14	15
Mg. Víctor Luís Cárdenas López	15	15	15
Biga. Ruth Huamán De la Cruz	16	15	15.5
Promedio Total			15


De la evaluación realizada por los miembros del jurado calificador el sustentante obtuvo la calificación promedio de QUINCE (15), de lo cual dan fe estampando su firma al pie de la presente. Concluye el acto de sustentación siendo las seis de la noche.

  
 M.S. Elmer Avalos Pérez  
 Presidente

  
 Dr. Saúl Alonso Chuchón Martínez  
 Miembro

  
 Mg. Rosa Guevara Montero  
 Miembro

  
 Mg. Víctor Luís Cárdenas López  
 Miembro-Asesor

  
 Biga. Ruth Huamán De la Cruz  
 Cuarto Jurado

  
 Mg. Maricela López Sierralta  
 Secretaria Docente