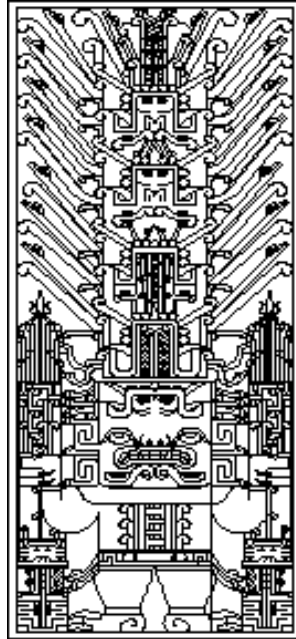


UNIVERSIDAD NACIONAL FEDERICO VILLARREAL
ESCUELA UNIVERSITARIA DE POSTGRADO



TESIS

**“NUEVA TÉCNICA DE CONCENTRACIÓN DE BAJO COSTO Y DE ALTA
SENSIBILIDAD EN EL DIAGNÓSTICO DE PARÁSITOS INTESTINALES APLICADA
EN EL HOSPITAL NACIONAL ARZOBISPO LOAYZA – 2015”**

**PRESENTADO POR
JULY ANA YOVERA VARGAS**

**PARA OPTAR EL GRADO ACADEMÌCO DE:
MAESTRA EN LABORATORIOS DE SALUD**

LIMA – PERÙ

2018



**“NUEVA TÉCNICA DE CONCENTRACIÓN DE BAJO COSTO Y DE ALTA
SENSIBILIDAD EN EL DIAGNÓSTICO DE PARÁSITOS INTESTINALES APLICADA
EN EL HOSPITAL NACIONAL ARZOBISPO LOAYZA – 2015”**

DEDICATORIA

A Dios

Por haberme permitido llegar hasta este punto y haberme dado salud para lograr mis objetivos, además de su infinita bondad y amor.

A mi padre Olegario por haberme apoyado en todo momento, por sus consejos, sus valores, por la motivación constante que me ha permitido ser una persona de bien, pero más que nada, por su amor, a mi madre María Julia que desde el cielo guía mis pasos, a mi hija Camila que es mi motor de superación, a mis hermanos Cesar, Martin y Rosa que me apoyan en cada momento de mi vida.

RESUMEN

El presente estudio de investigación comparo dos técnicas tradicionales de flotación, una con solución sobresaturada de sacarosa y la otra con solución saturada de cloruro de sodio, utilizadas en el laboratorio de parasitología como técnicas de rutina, con una nueva técnica de concentración. El **objetivo** fue demostrar la eficacia de la nueva técnica de concentración de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales. La **metodología** empleada para realizar este estudio fue de diseño experimental, para la realización de este proyecto se utilizaron 100 muestras positivas, Se trabajaron todas las muestras paralelamente, con las tres técnicas a comparar y se demostró que La diferencia entre las técnicas tradicionales de flotación versus la nueva técnica, es que esta última, concentra los estadios de trofozoítos de protozoarios así como la fase quística, además de huevos y larvas de helmintos, para un mejor diagnóstico. **Los resultados** en el laboratorio demostraron que efectivamente, la nueva técnica es más sensible en comparación a las técnicas de flotación utilizadas en el Laboratorio de Parasitología, ya que de las 100 muestras procesadas el 100 % de las mismas fueron positivas con la nueva técnica mientras que con las técnicas de flotación con solución sobresaturada de sacarosa y solución saturada de cloruro de sodio, los resultados fueron de 82% y 78% de positividad, respectivamente. **En conclusión**, Esta diferencia es significativa en la práctica, ya que este resultado es logarítmico, lo que quiere decir que mientras más pruebas se trabajen mayor será la diferencia., por lo cual este método puede utilizarse como una prueba confirmativa. Los datos obtenidos fueron analizados utilizando el programa computarizado SPSS v – 21 y el MICROSOFT EXCEL 2010 el cual nos permitió hacer uso eficiente de las herramientas cuantitativas principales existentes para evaluar la eficacia de las técnicas diagnósticas y contribuir a su uso racional, considerando un nivel de confianza del 95%.

Palabras claves: Enteroparasitos, Técnicas de diagnósticos

SUMMARY

The present research study compared two traditional techniques of flotation, one with saturated solution of sucrose and the other with saturated solution of sodium chloride, used in the laboratory of parasitology as routine techniques, with a new technique of concentration. The objective was to demonstrate the efficacy of the new technique of concentration of low cost and high sensitivity in the diagnosis of intestinal parasites. The methodology used to perform this study was experimental design, for the realization of this project we used 100 positive samples, we worked all the samples in parallel, with the three techniques to compare and it was demonstrated that The difference between traditional flotation techniques versus The new technique is that the latter concentrates the trophozoite stages of protozoa as well as the cystic phase, in addition to eggs and larvae of helminths, for a better diagnosis. The results in the laboratory showed that, in fact, the new technique is more sensitive in comparison to the flotation techniques used in the Laboratory of Parasitology, since of the 100 samples processed 100% of them were positive with the new technique while with flotation techniques with supersaturated solution of sucrose and saturated solution of sodium chloride, the results were 82% and 78% positivity, respectively. In conclusion This difference is significant in practice, since this result is logarithmic, which means that the more tests are worked up the greater the difference., Which is why this method can be used as a confirmatory test. The data obtained were analyzed using the SPSS v - 21 computer program and the MICROSOFT EXCEL 2010, which allowed us to make efficient use of existing main quantitative tools to evaluate the effectiveness of diagnostic techniques and to contribute to their rational use, considering a level of Confidence level of 95%.

Key words: Enteroparasitos, Diagnostic techniques

ÍNDICE

INTRODUCCIÓN	8
CAPITULO I PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA	
1.- Antecedentes	11
2.- Planteamiento del problema	12
2.1.1 Problema Principal	12
2.2.2 Problemas Secundarios	13
3 Objetivos	13
3.1 Objetivo Principal	12
3.2 Objetivos Secundarios	13
4 Justificación	14
4.1 Justificación de la investigación	14
4.1.1 Justificación Teórica	14
4.1.2 Justificación Práctica	14
4.1.3 Justificación Metodológica	15
4.1.4 Justificación Social	15
4.2 Importancia de la investigación	16
4.3 Limitaciones de la investigación	17

CAPITULO II MARCO TEORICO

1. Teorías Generales Relacionadas con el tema	18
2.- Bases teóricas especializadas sobre el tema	19
3.- Marco conceptual	30
4 Hipótesis	32

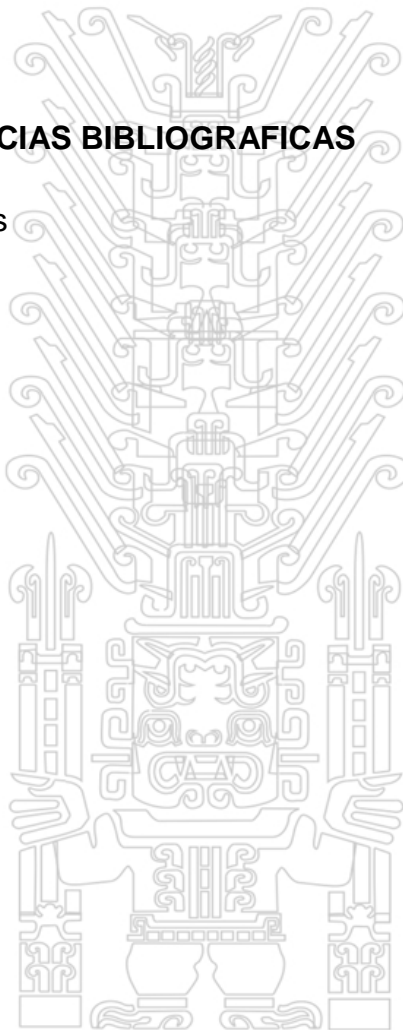
CAPITULO III METODO

1 Tipo	33
2 Diseño de investigación	33
3.- Estrategia de prueba de hipótesis	33
4.- Variables	34
5.- Población	34
6.- Muestra	34
7.- Técnicas de investigación.	35
7.1 Instrumentos y fuentes de recolección de datos	37
7.1.1 Recolección de datos	37
7.1.2 Análisis de datos	37

CAPITULO IV RESULTADOS

1.- Contrastación de Hipótesis.	38
2.- Análisis e Interpretación.	38

Resultados	38
CAPITULO V DISCUSION, CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	
1 Discusión	44
2 Conclusiones	46
3 Recomendaciones	47
CAPITULO VI REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	
1.-Referencia Bibliográficas	48
ANEXOS	51
ANEXO N° 1	51
ANEXO N° 2	52
ANEXO N° 3	58
ANEXO N° 4	59
ANEXO N° 5	60



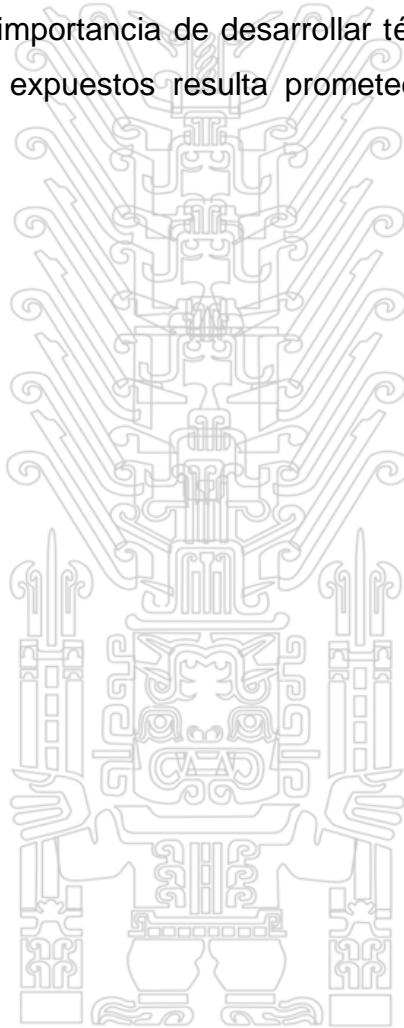
INTRODUCCIÓN

Las parasitosis intestinales presentan una alta prevalencia en áreas tropicales y países en desarrollo, pero también son frecuentes en países industrializados. Tradicionalmente, su diagnóstico se ha realizado por el examen microscópico de las heces del paciente. Estas determinaciones muestran una sensibilidad pobre y exige la toma de muestras seriadas, son muy laboriosas y requieren especialización técnica (1).

El diagnóstico de las infecciones parasitarias intestinales se basa ampliamente en el análisis microscópico de las muestras fecales, que incluye montajes húmedos directos, concentrados y frotis con tinción permanente. La cantidad de formas parasitarias en muestras de materia fecal, a menudo es muy escasa y muy difíciles de detectar en preparados directos o en frotis teñidos, por lo tanto, siempre deben realizarse procedimientos de concentración (2).

En los últimos años, el avance en el estudio molecular de estos parásitos y la investigación de la respuesta inmune específica del paciente, junto con el empleo de las nuevas metodologías diagnósticas, han posibilitado el desarrollo de sistemas de detección más eficaces que apoyan al clínico, permiten el seguimiento de los tratamientos y facilitan los estudios epidemiológicos. Entre ellos, cabe destacar los métodos de detección de coproantígenos, que en general presenta buena especificidad y sensibilidad y además se desarrolla en formatos sencillos, unas propiedades que los convierten en una herramienta útil en laboratorios de microbiología (3).

En los países en desarrollo la inclusión de estas técnicas en los laboratorios es casi nula por su alto costo, aun las técnicas convencionales son restringidas por el uso de suministro controlado y la carencia de centrifugas que impiden que muchos laboratorios utilicen estas técnicas y otros procedimientos. En ese sentido el énfasis en la búsqueda e importancia de desarrollar técnicas económicas y más eficaces. Por los motivos expuestos resulta prometedora una nueva técnica de concentración (2,3).



CAPITULO I

PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

1.- ANTECEDENTES

El famoso Papiro de Ebers (1600 a. de C) describe un gusano, que probablemente era la tenia de la vaca (*Taenia saginata*) como patógeno del cuerpo humano y prescribe infusión de corteza de granado para su evacuación. Moisés, que recibió instrucciones médicas de los sacerdotes egipcios, dictó leyes sanitarias para proteger contra las plagas transmitidas por insectos y contra la carne animal infectada. Los griegos contemporáneos de Aristóteles conocían las tenias. Hipócrates diagnosticó y describió una técnica para extirparlo. El médico persa Avicena (981 – 1037) describió gusanos que probablemente eran *Ascaris lumbricoides*, *Taenia saginata*, *Enterobius vermicularis* y posiblemente también *Ancylostoma duodenale*; enumeró los síntomas producidos y recomendó remedios que aún hoy en día se aceptan como antihelmínticos satisfactorios.

En la edad Media muy poco avanzó la parasitología hasta el siglo XVIII, cuando Leeuwenhoek (1632 – 1723) y sus sucesores utilizaron el microscopio para estudiar las especies de protozoarios y la anatomía de helmintos y artrópodos. Con la ayuda del microscopio se estudiaron primero los caracteres morfológicos de varios parásitos y se determinaron los caracteres de especies y de grupo; se relacionaron entre sí las diversas fases de desarrollo de los organismos y se establecieron así los ciclos vitales. Con esto se obtuvieron importantes datos sobre el desarrollo extrínseco y el intrínseco y se abrió el camino para los estudios epidemiológicos. Además, la relación entre parásito y huésped sirvió de base para el estudio de la patogenia de la infección e indirectamente para comprender las manifestaciones clínicas.

Las investigaciones más recientes se han dirigido en gran parte a esclarecer el metabolismo del parásito en el huésped, los fenómenos de inmunidad y el fundamento de la quimioterapia. Al mismo tiempo se han descubierto métodos prácticos para luchar contra estas enfermedades y disminuir las posibilidades de contagio de la especie humana.

Existen en la actualidad muchos métodos para el diagnóstico de enteroparasitos, pero es de vital importancia contar con uno que sea altamente sensible tanto para protozoarios en sus diferentes estadios siendo los parásitos de mayor frecuencia encontrados en el laboratorio, y a su vez para el diagnóstico de helmintos.

Se han descrito numerosos trabajos en los que se recomienda el uso de determinadas técnicas para el diagnóstico siendo cada uno de ellos diferentes; Las técnicas de concentración en su mayoría requieren de suministros controlados y de escaso alcance, sumándose a esto la falta de equipos que hagan posible su ejecución, con altos presupuestos de manera que no pueden ser empleados en zonas en donde los recursos económicos son escasos.

Una técnica eficaz, económica fácil de realizar con una alta sensibilidad para el diagnóstico de enteroparasitos, es aquella que puede ser confeccionada con material que se encuentra al alcance de cualquier Laboratorio y con bajos costos.

2.- PLANTEAMIENTO DEL PROBLEMA

2.1.1 Problema Principal

¿Cuánto será la eficacia de la nueva técnica de concentración de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015?

2.1.2 Problemas Secundarios

- ¿Cuánto será la sensibilidad de la nueva técnica de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015?
- ¿Cuál de las tres técnicas de concentración para la detección de parásitos en función de la nueva técnica de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015?

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo Principal

- Determinar la eficacia de la nueva técnica de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015.

1.3.2 Objetivos Secundarios

- Determinar la sensibilidad de la nueva técnica de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015.
- Evaluar las tres técnicas de concentración para la detección de parásitos en función de la nueva técnica de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015

4 JUSTIFICACION.

4.1 Justificación de la investigación

4.1.1 Justificación Teórica

En nuestro país existen muchos problemas de salud pública los cuales se deben resolver. Actualmente es de interés un problema que tiene altas tasas de prevalencia volviéndose un peligro inminente para sectores de bajos recursos, este problema de salud es el parasitismo intestinal.

Existen causas que favorecen la presencia y expansión del parasitismo intestinal en el hombre, concentrado en mayor proporción en menores de edad, esto es debido a que varios distritos de nuestro territorio, adolecen de una baja calidad de saneamiento ambiental, fecalismo a campo abierto, estilos de vida pocos saludables, altos niveles de pobreza, pobreza extrema y bajos niveles educativos. Los parásitos intestinales son protozoos o helmintos, según su estadio evolutivo de su ciclo biológico, estos se pueden hallar en fluidos, heces, secreciones y frotis perianal de las personas (4).

4.1.2 Justificación Práctica

Es necesario estudiar los parásitos intestinales, para ello se cuenta con técnicas para un diagnóstico acertado y eficaz. El instituto Nacional de Salud (INS) Laboratorio de Referencia Nacional, por intermedio de la División de Parasitología, se publicó un manual con el propósito de ofrecer una herramienta de procedimientos en el laboratorio. El *“Manual de Procedimientos Para el Diagnostico del Laboratorio de los Parásitos Intestinales del Hombre”*, es un acopio de metodologías utilizadas para el diagnóstico de las parasitosis intestinales en el hombre, pero aun así se hace necesario el desarrollo de técnicas nuevas que

reúnan las condiciones necesarias, para una alta eficacia en el diagnóstico de enteroparasitos, como es la sensibilidad, fácil aplicación y bajo costo, que facilitaría la aplicación en Establecimientos de salud de zonas donde los recursos económicos son escasos, y el sistema logístico es deficiente.

4.1.3 Justificación Metodológica

Este estudio es una propuesta nueva para el diagnóstico de enteroparasitos, mediante la aplicación de una técnica de concentración eficaz de alta sensibilidad, sencilla y de bajo costo que pueda ser aplicada en zonas de escasos recursos, donde es mayor la prevalencia de este problema de salud.

4.1.4 Justificación Social

Las enfermedades parasitarias siguen constituyendo un importante problema de salud pública, tanto en los países desarrollados como en los de vías de desarrollo. De ahí la importancia de su estudio especialmente en países como el nuestro, cuyas cifras de incidencia y prevalencia de enfermedades infecciosas y parasitarias ocupan los primeros lugares en las estadísticas.

Las enfermedades parasitarias se van propagando especialmente en zonas periféricas de las ciudades, producto de la migración constante de la población del de provincias del interior de nuestro País, y muy particularmente en el área rural, por efecto de que las mismas no cuentan con sistemas seguros de saneamiento ambiental, adecuada deposición de excretas, fertilización y cultivo de tierras que muchas de las veces son inapropiadas, riego indiscriminado de las plantaciones con aguas servidas no tratadas, consumo de agua proveniente de ríos contaminados, vertientes, pozos; propagación e inoportuno control de vectores, inoportuna y casi ninguna educación sanitaria. A ello debe sumarse una pobre nutrición por los bajos niveles socioeconómicos. Este efecto negativo afecta principalmente a la población infantil que se constituye en la más vulnerable, lo cual

es otro de los factores importantes para que en la actualidad en nuestro país se produzca una elevada tasa de mortalidad, baja en el nivel de escolaridad, bajo peso por la elevada desnutrición a causa del bajo nivel de ingresos per cápita.

En muchos de los casos las parasitosis se tornan asintomáticas en el hombre, o en su caso estas se hacen patentes especialmente en los niños o en individuos con bajos niveles nutricionales e inmunodeprimidos; esto provoca en la población un elevado índice de morbi-mortalidad, lo cual afecta al estado y desenvolvimiento normal del individuo, provocando un desequilibrio nutricional aparte del que ya tiene, baja en el nivel estatura en la población infantil, lo que trae consigo un bajo rendimiento.

El conocimiento general de las especies parasitarias que daña a la población infantil, la atención a especies aún no identificadas, el control y erradicación de las mismas, son sin duda aspectos de gran importancia para la investigación y ser partícipes activos, con lo que se logrará dar solución a los problemas parasitarios y por ende mejorar el estado de salud y calidad de vida de la población.

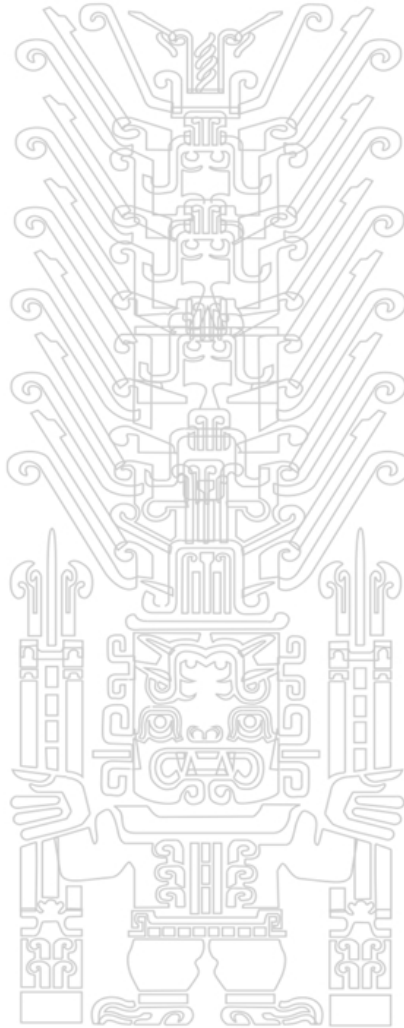
4.2 Importancia de la investigación

En los países en desarrollo, el alto costo y suministro controlado e irregular del éter y la carencia de centrifuga impide que muchos laboratorios utilicen técnicas y otros procedimientos de difícil alcance. En ese sentido, el énfasis en la búsqueda e importancia de desarrollar y utilizar técnicas sencillas, económicas y más eficaces, resulta considerable. Una prometedora técnica de concentración por sedimentación. Evaluaciones preliminares de la técnica propuesta, muestran un mayor rendimiento en comparación con otras técnicas convencionales.

Este estudio reporta la aplicación y utilización de la técnica de sedimentación en el diagnóstico de parásitos intestinales.

4.3 Limitaciones de la investigación

La técnica propuesta reúne las condiciones para ser considerada una técnica confirmatoria en el diagnóstico de enteroparasitos, tanto para protozoos en sus diferentes estadios como para helmintos con una alta sensibilidad y eficacia. No presento limitación alguna, por la sencillez y accesibilidad de los requerimientos para su práctica.



CAPITULO II

MARCO TEORICO

1.- TEORÍAS GENERALES RELACIONADAS CON EL TEMA

Larrea H, Huapaya J, (2003), Facultad de Medicina Humana de San Martín de Porres. Realizaron un estudio de “Efectividad en el diagnóstico de Enteroparasitosis en poblaciones escolares de Lima”. Este estudio compara la efectividad de los métodos parasitológicos en el diagnóstico de enteroparasitosis en una población escolar. Para ello, se realizaron exámenes coproparasitológicos a 120 muestras de escolares entre los 4 y 12 años, utilizando técnicas de concentración, analizándose un total de 360 muestras. De la población escolar examinada, 29 (24%) de ellos resultaron parasitados, Siendo la efectividad de la Técnica de Faust del 100% mientras que la Técnica de Willis fue del 93%.

Pajuelo G, et al. (*Rev Biomec 2006; 17- 101*) propusieron una nueva técnica de sedimentación, “Aplicación de la técnica de sedimentación espontánea en tubo en el diagnóstico de parásitos intestinales”. Laboratorio de Microbiología y Parasitología del Hospital Cayetano Heredia. Cuyo objetivo fue describir un nuevo método de concentración, comparar la eficacia en el diagnóstico de parasitosis intestinal, en muestras fecales.

La metodología comprendió la evaluación de 108 muestras de heces. Cada muestra fue sometida a 3 técnicas parasitológicas: examen directo, técnica de sedimentación espontánea en tubo, y la técnica de flotación con sulfato de zinc. Los resultados fueron los siguientes: La sedimentación espontánea mostró un mayor rendimiento (50.9%) en comparación con el examen directo (23.2%) y la técnica de flotación con sulfato de zinc (25.9%) y fue más eficiente en la detección de protozoos

y huevos de helmintos intestinales. Conclusion: La tecnica de sedimentacion espontanea en tubo confirmo ser un metodo de concentracion de alto rendimiento, y se convierte en una alternativa aplicable en paises en desarrollo.

2.- BASES TEORICAS ESPECIALIZADAS SOBRE EL TEMA

Técnicas de diagnóstico de enteroparasitosis

El diagnostico de una enteroparasitosis se hace regularmente posible, esto se debe a que en su propagación los parásitos se benefician del medio externo adoptando diversas formas evolutivas. Por ello, los helmintos se presentan por huevos o larvas y los protozoos por quistes resultado de la multiplicación de las formas vegetativas (4).

El análisis coproparasitológico (examen de la materia fecal) permite diagnosticar las parasitosis del tubo digestivo y de sus órganos anexos, así también del aparato respiratorio. Se puede determinar la existencia de parásitos en el estómago, intestino, hígado y conductos biliares, en los pulmones y en la tráquea. En las heces se pueden hallar parásitos adultos (algunos nematodos) o partes de ellos (proglótides de cestodes), larvas, huevos y formas vegetativas o quísticas de protozoos (6).

Los objetivos del diagnóstico de las enteroparasitosis son mediatos e inmediatos. El objetivo inmediato se cumplen al detectar los casos individuales (laboratoristas), en centros de salud o en laboratorios particulares. Las encuestas comunicatorias son importantes para los objetivos mediatos, esto permite detectar el problema a nivel poblacional y evaluar a la vez el riesgo sanitario. Sea los resultados en caso mediano o inmediato estos permitirán considerar la eliminación de los parásitos, recomendando el tratamiento acorde al parásito y a las condiciones de la población y/o paciente en estudio (7).

Las técnicas de diagnóstico parasitológico pueden dividirse en **cualitativas** y **cuantitativas**. Son técnicas cualitativas aquellas que tienen como finalidad identificar

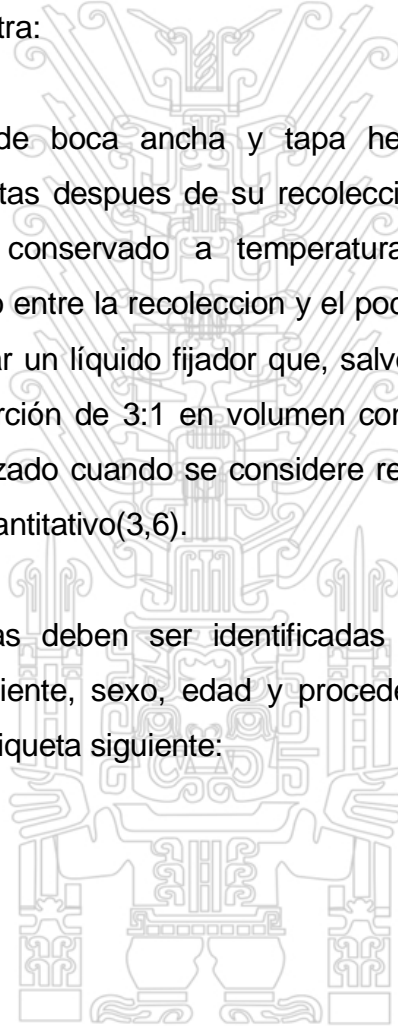
los parásitos en las muestras. Las técnicas cuantitativas, en cambio, son un complemento de las cualitativas y tienen por objeto expresar la cantidad de formas parasitarias presentes en las muestras(3).

Toma de las muestras

Si se requiere un diagnóstico seguro y fiable es necesario ser muy estrictos en el momento de tomar la muestra:

Se colocará en frascos de boca ancha y tapa hermética el material fecal y examinados horas inmediatas después de su recolección, mientras se espere a su examinación deberá ser conservado a temperaturas bajas (no congelado). Si transcurriese mucho tiempo entre la recolección y el poder ser examinada la muestra se podría optar por emplear un líquido fijador que, salvo determinadas excepciones, debe conservar una proporción de 3:1 en volumen con respecto a la muestra. Los fijadores no deben ser utilizados cuando se considere realizar cultivos o en muestras destinadas para análisis cuantitativo(3,6).

Estas muestras colectadas deben ser identificadas con información referida al nombre y apellido del paciente, sexo, edad y procedencia. Se sugiere rotular los frascos con el modelo de etiqueta siguiente:



ANÁLISIS COPROPARASITÓLOGICO

Número de registro.....

Apellido.....

Nombres.....

Edad Sexo.....

Domicilio.....

Localidad.....

El examen seriado

Consiste en la toma de muestras (de 5 a 10 g) de materia fecal, durante 3-5 (a veces más) días, en un frasco con fijador, luego se realiza el examen del conjunto. El protocolo para el examen seriado no es único, y puede variar ligeramente según los criterios personales de los laboratoristas o el problema a determinar(3,6).

Alcances y limitaciones de los métodos de análisis coproparasitológico

Hipobiosis: La hipobiosis de las larvas de 4^o estadio que sufren muchas especies de nematodos durante su ciclo, suele prolongarse por varios meses y es más marcada en ciertas épocas de año, según el clima. Puede existir una carga importante de parásitos en ese estado que no sería detectada por los exámenes coprológicos (Hipobiosis: es el estado de letargo por el que pasan las L4 en la submucosa gástrica hasta que las condiciones ambientales internas y/o externas sean favorables (8).

También no es posible detectar larvas o huevos de helmintos en las heces cuando:
El parasitismo es sólo por gusanos machos (especies dioicas).

Inmadurez de los parásitos. En este último caso luego de transcurrido un tiempo la detección es posible, conocido para cada especie parásita, y que se detalla en la tabla siguiente:

Parásito	Días desde la infección hasta la observación de huevos o larvas
Strongyloides stercoralis	7
Hymenolepis nana	13 a 16
Diphyllobotrium latum	14 a 16
Taenia saginata	50
Ascaris lumbricoides	55
Enterobius vermicularis	55 a 72
Necator americanus	56 a 96
Taenia solium	75
Fasciola hepatica	90 a 120
Trichuris trichiura	92 a 137
Ancylostoma duodenale	109 a 171

Técnicas de examen cualitativo

Examen directo

Macroscópico

En un examen macroscópico de heces es decir a simple vista, se debe considerar la atención en color, consistencia, y aspecto general. Estos aspectos pueden ser alterados por diversas parasitosis, así también si hay presencia de sangre,

mucosidad, parásitos o partes de los mismos (Oxiuroideos, Ascaroideos, proglotides de cestodes).

Microscópico

- La visión directa de una muestra sin concentrar se puede realizar a partir de MF fresca o conservada.
- Para ello se deposita en un portaobjetos una gota de solución salina isotónica (8,5 gr. por litro),
- Con un palillo se toma una porción de MF que debe tener aproximadamente el tamaño de la cabeza de un fósforo (unos 2 mg)
- Se deposita en la gota. Mezclar y colocar el cubreobjetos.
- El preparado debe ser fino y extendido en forma homogénea. Se debe observar con el objetivo de 10X y cuando se encuentra una estructura sospechosa, pasar a mayor aumento recorrer todo el preparado.
- Este método es rápido y adecuado para observar algunas formas vegetativas o quísticas de protozoos y huevos de helmintos, pero resulta poco sensible cuando la carga parasitaria es baja- El examen directo puede mejorarse con el agregado de una gota de colorante al material, siendo el más usado la solución de Lugol. Puede agregarse el colorante por capilaridad en el borde del cubreobjetos o bien colocar la muestra directamente sobre una gota de solución de trabajo de Lugol (3,6).

Técnicas de concentración

Si la carga parasitaria es baja, el examen directo puede dar falsos negativos es por ello que para reducir este error se utilizan técnicas de concentración. Estos métodos de concentración tienden precisamente a concentrar en un volumen pequeño las

formas parasitarias diseminadas en la muestra, de esta manera además del medio que las rodea y de otros elementos que pudieran dificultar la observación.

Existen técnicas **físicas** que toman como base la diferente densidad de las formas parasitarias buscadas con respecto a otros elementos contenidos en la materia fecal, es decir; separan los elementos parasitarios por **flotación** si se utilizan soluciones de alta densidad o por **sedimentación** si se utilizan soluciones de densidad cercana a la unidad, ya sea espontáneamente o por centrifugación.

Las técnicas **físico-químicas**, por lo general **difásicas**, consideran la mayor afinidad de los restos fecales por algunos solventes polares (éter, acetato de etilo), mientras que los elementos parasitarios sedimentan durante un proceso de centrifugación(9).

Técnicas de flotación

Método de Willis:

Fundamento:

Es un método utilizado especialmente para la investigación de helmintos. Su preparación consiste en mezclar el materia fecal con solución saturada de cloruro de sodio (NaCl).

Los huevos y los quistes de peso específico menor que la solución saturada de cloruro de sodio tienden a elevarse y adherirse a un cubreobjetos colocado en contacto con la superficie del líquido.

Procedimiento:

- 1) El primer paso del procedimiento es igual a la técnica de Fulleborn, solamente se reemplaza el tubo de Borrell por un tubo de ensayo.
- 2) Colocar el líquido de filtrado en el tubo llenándolo hasta que forme un menisco en el borde superior.
- 3) Colocar un cubreobjetos sobre el menisco y dejar reposar 20 min.

- 4) Retirar con mucho cuidado el cubreobjetos y colocarlo sobre un portaobjetos luego de ello observar al microscopio Los elementos parasitarios que flotaron en la solución quedan en la gota que arrastra el cubreobjetos (2,9).

Técnica de flotación en solución de azúcar:

Fundamento.

Se basa en la flotación de quistes, ooquistes y huevos de parásitos en solución de azúcar que posee mayor densidad que ellos. La técnica es importante para la concentración de quistes y ooquistes de protozoos y huevos de helmintos y se usa como método preferencial en el diagnóstico de los coccidios: *Cryptosporidium*, *Cyclospora*, *Isospora*, etc.

La técnica especialmente indicada para huevos de helmintos. Utiliza: Solución saturada de azúcar, $\delta = 1300$ (550 g en 1000 ml de agua) los restantes elementos para triturar la MF, tubos de centrifuga y centrifuga.

Procedimiento:

- 1) Se tritura la MF igual que en los procedimientos anteriores
- 2) Se realiza el filtrado colocando el líquido en un tubo de centrifuga y se centrifuga a 2500 rpm durante 5 min.
- 3) Luego se toma una gota de la superficie con un ansa o pipeta y se observa al microscopio.

Técnica de flotación centrífuga (Método de Faust):

Fundamento

Las parasitosis intestinales son considerados un problema de salud pública y se debe a un conjunto de padecimientos causados principalmente por protozoarios y helmintos.

El examen coproparasitoscópico (CPS) es un conjunto de técnicas diagnósticas que permite la identificación de la mayoría de las enteroparasitosis causadas por protozoarios o helmintos. Su eficacia y sensibilidad dependen de la adecuada indicación y preparación de la muestra para establecer un diagnóstico correcto, los datos clínicos y antecedentes de interés que sean aportados al laboratorio y de su correcta y completa ejecución con examen directo microscópico.

El método de Faust es el más usado y efectivo, en este se precipitan los parásitos por centrifugación después de haber filtrado la muestra.

Utiliza: Solución saturada de $ZnSO_4 \cdot 8H_2O$ (703 g en 1000 ml de agua).

Procedimiento:

Con muestra fresca fijada:

- 1) Mezclar 1-2 ml. de muestra fresca con 5 ml. de solución salina (s.s). Tapar y agitar hasta homogeneizar.
- 2) Filtrar por gasa y recoger el filtrado en un tubo de centrifuga graduado.
- 3) Agregar al líquido del filtrado ss hasta completar 10 ml.
- 4) Centrifugar 2 min. a 1700 rpm y decantar el sobrenadante.
- 5) Repetir tantas veces como sea necesario hasta que el agua salga límpida.
- 6) Agregar luego al cálculo 3-4 ml de $ZnSO_4$ al 3% hasta 1 cm. del borde y centrifugar 2 min. a 1700 rpm.
- 7) Sin agitar el tubo de centrifuga, tomar con ansa o con pipeta varias gotas del menisco de la superficie y observar entre porta y cubre (2,9).

Técnicas difásicas

Método de Telemann modificado

Utiliza: solución de formol-sal (50 ml de formol 40% + 5 g de NaCl + 950 ml de agua destilada), éter.

Método de Ritchie modificado (formol-éter):

Utiliza: solución de formol al 10%, solución salina para los lavados, éter o acetato de etilo.

Procedimiento:

- 1) Colocar en un tubo de centrífuga 8 ml. de formol al 10% + 0,5-1 ml de MF
- 2) Tapar, agitar bien y dejar reposar media hora.
- 3) Re disolver el sedimento y filtrar por una gasa, recogiendo 7 ml del filtrado en un tubo de centrífuga.
- 4) Completar con s.s. Hasta 10 ml. y centrifugar 2 min. a 1700 rpm Si el sobrenadante es muy turbio, decantarlo, re disolver con s.s. hasta 10 ml y volver a centrifugar. Si es necesario repetir este paso hasta que el sobrenadante salga límpido.
- 5) Decantar, agregar formol 10% hasta llegar a 7 ml y re disolver.
- 6) Agregar 3 ml de éter etílico (usaremos en su lugar Acetato de Etilo, por ser menos volátil) y agitar bien Centrifugar 3 min a 1700-2000 rpm.
- 7) Separar de los bordes del tubo la interface que aparezca y desechar todo el sobrenadante.
- 8) Con una pipeta Pasteur tomar unas gotas del sedimento y observar entre porta y cubre Se puede agregar una gota de s.s., y colorear con Lugol. Se debe observar todo el sedimento.

Este es un método de rutina en Coproparasitología y permite observar tanto huevos de Helminths como quistes de Amebas y Flagelados y ooquistes de Coccidios (9).

Examen cuantitativo

Las técnicas cuantitativas en examen de heces tienen por lo general como finalidad obtener la cantidad de huevos de helmintos presentes en ellas. La forma más común de expresar esa cantidad es en número de huevos por gramo de heces (HPG). Estos métodos tienden en última instancia a estimar la carga parasitaria a partir de la cantidad de HPG y del conocimiento de la proporción de sexos y del número de huevos por día producido por cada especie (3).

Parásito	Tasa de ovoposición	Proporción de sexos
Áscaris lumbricoides	200.000 huevos/día/hembra	3 ♀: 1 ♂
Ancylostoma duodenales	10-20.000 h/día/	1 ♀: 1 ♂
Necator americanus	5-10.000 h/día/	1,5 ♀: 1 ♂

Técnica de Kato-Katz para búsqueda, identificación y recuento de huevos de helmintos

Fundamento:

En 1954 Kato y Miura introdujeron la técnica de estudio de frotis grueso con buen resultado para contar huevos de helmintos. Martín y Beaver en 1968 desarrollaron modificaciones a esta técnica con lo que les permitió retirar fibras de la materia fecal, hacer una extensión uniforme del frotis y evitar aclaración excesiva de la preparación. Estudios comparativos con otros métodos coproparasitoscópicos han demostrado que la técnica de frotis grueso es digna de confiar, para el diagnóstico cuantitativo de helmintos, la única limitante es que no se pueden observar quistes y trofozoítos por lo cual no es recomendable para la detección de protozoarios.

Este método se basa en la acción que tiene la glicerina como aclarador de los huevos de helmintos y el verde de malaquita como colorante de contraste.

Material necesario: Un kit completo que se vende en el comercio incluyendo una espátula plástica, una plantilla plástica y una rejilla metálica de 60-105 µm,

portaobjetos, tiras de celofán hidrófilo de 25 x 30 o 25 x 35 mm embebidos en una solución de glicerina-verde de malaquita o de glicerina-azul de metileno al 3% (1 ml de solución acuosa de verde de malaquita al 3% o de azul de metileno al 3% + 100 ml de glicerina + 100 ml de agua destilada).

Procedimiento:

- 1) La muestra fresca se hace pasar por la rejilla, utilizando la espátula para separar el material fecal de los residuos más grandes.
- 2) La MF pasada por la rejilla se transfiere a la plantilla que se apoya en un portaobjetos. El material fecal pasado por la rejilla debe llenar completamente el agujero de la plantilla, y debe quedar al ras de la superficie de la misma.
- 3) Se retira la plantilla con cuidado, de manera que el material fecal quede sobre el portaobjetos formando un pequeño cilindro.
- 4) Se coloca sobre la muestra fecal una tira de celofán (la tira debió estar inmersa en la solución de verde de malaquita al menos 24 horas) El portaobjetos se invierte y se comprime sobre una superficie dura y plana para que la muestra se reparta uniformemente en el celofán (10).

Dejar el preparado unas horas a temperatura ambiente para que el agua se evapore y la glicerina aclare el material. Los huevos de *Ascaris* y *Trichuris* permanecen visibles y reconocibles durante muchos meses en este tipo de preparados. Los huevos de *Ancylostomidos* en cambio se aclaran rápidamente y dejan de ser reconocibles luego de 30 minutos. El momento ideal para observar huevos de *Schistosoma* spp es a las 24 horas de su preparación (11)

Cálculo: Durante la observación se debe examinar sistemáticamente el preparado y anotar los recuentos de huevos para cada especie. A continuación, se debe multiplicar por el número apropiado para obtener el número de huevos por gramo de heces. Las plantillas vienen preparadas para contener una cantidad conocida de MF. Así, para una plantilla de 50 mg el factor de multiplicación es 20, para una de 20 mg se multiplica por 50, y para una de 41,7 mg. se multiplica por 24 (10).

Técnica de Baermann:

Fundamento:

La técnica de Baermann se basa en la migración activa o movimiento de las larvas. Las heces son suspendidas en agua. Las larvas se mueven hacia el agua. Se hunden hacia el fondo, donde pueden ser colectadas para su identificación. Esta técnica, basada en el hidrotropismo y termo tropismo positivo de las larvas, permite la recuperación de las mismas de cualquier sustrato.

Material necesario: Un embudo de vidrio de 15 cm de diámetro conectado a un tubo de goma, pinza de Mohr, un tubo de centrifuga de 50 ml, un trozo de alambre tejido de 10 cm de diámetro, un trozo de gasa doble de 10 cm de diámetro, solución de azul de metileno al 2%, agua a 36° C, cámara para recuento de larvas.

Procedimiento Colocar la MF fresca, extendida sobre el trozo de gasa, y ésta sobre el alambre tejido. Llenar el embudo de agua a 36° C cerrando el paso del tubo de goma con la pinza de Mohr Colocar la MF, con la gasa y el alambre tejido en contacto con el agua, sin que esta cubra totalmente las heces Dejar en reposo 18-24hrs. Recoger, abriendo la pinza de Mohr, no menos de 50 ml del líquido acumulado en el fondo del embudo. Centrifugar 5 min a 2500 rpm. Revisar el sedimento en la cámara de recuento agregando previamente dos gotas de solución de azul de metileno (12).

3. MARCO CONCEPTUAL

Parásito: El vocablo parasito es de origen griego y significa, “el que come al lado”, y éste se define como un organismo que vive a expensas de otro, pudiendo llegar a causarle daño al organismo tanto animal como vegetal. (14).

Métodos físicos: dentro de los cuales tenemos los de sedimentación, centrifugación, flotación y centrifugación-flotación (15).

Sedimentación: se basan en la interposición de las heces en un líquido de densidad intermedia entre los parásitos, que van al fondo, y los restos fecales quedan en suspensión o flotan. Tienen la ventaja de permitir que se empleen muestras relativamente grandes (15).

Flotación: se basan en interponer las heces en un líquido de densidad superior a la de 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 (10,14).

Centrifugación-flotación: en ellos se asocian un procedimiento de concentración por centrifugación, con otro de flotación. Presentan en conjunto, las mismas ventajas e inconvenientes de los métodos asociados (10).

Enteroparásito: parásito que tiene por hábitat el tubo digestivo, especialmente el intestino (16).

Heces: mezcla de productos de excreción y secreción que se eliminan por el intestino (10).

Helminto: ser pluricelular con exoesqueleto flexible, ausencia de apéndices y con movimientos reptantes (17).

HGP: número de huevos por gramo de heces (10).

Nemátode: gusano o helminto de forma cilíndrica (10).

Ooquiste: quiste que contiene el huevo o cigoto (16).

Protozoario: Son organismos microscópicos, unicelulares eucariotas; heterótrofos, fagótrofos, depredadores o detritívoros, a veces mixótrofos (parcialmente autótrofos); que viven en ambientes húmedos o directamente en medios acuáticos, ya sean aguas saladas o aguas dulces. (18).

Quiste: forma de resistencia de los protozoos, los cuales se rodean de una membrana dura e impermeable (10).

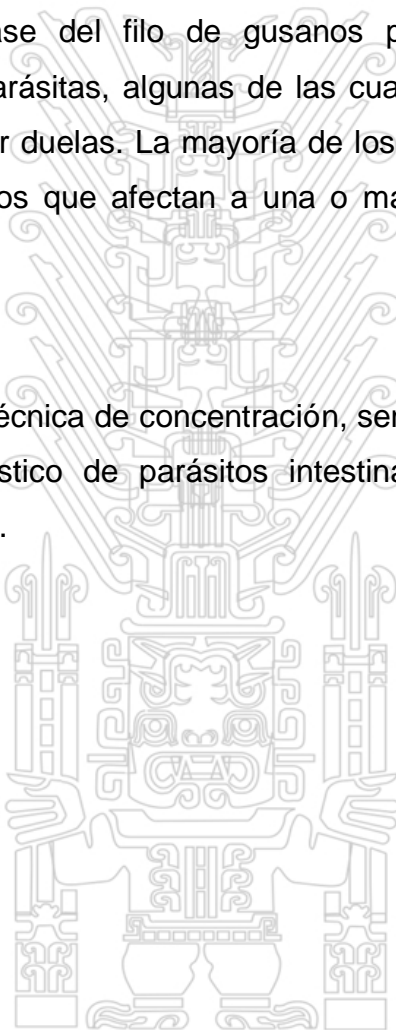
Solución sobresaturada: Solución en la cual el soluto está en su máxima concentración (10).

Trofozoíto: es la forma vegetativa activada que se alimenta —generalmente por fagocitosis— y se reproduce, a diferencia del quiste que es la forma vegetativa infectante y de resistencia, en el ciclo de vida de los microorganismos protozoarios. Forma vegetativa, libre y en movimiento de los protozoos (19).

Tremátode: Son una clase del filo de gusanos platelmintos compuesta por especies que son todas parásitas, algunas de las cuales infectan al hombre. Son conocidos comúnmente por duelas. La mayoría de los trematodos tienen ciclos de vida complejos con estadios que afectan a una o más especies (hospedadores) además del hombre (20).

4.- HIPÓTESIS

La aplicación de la nueva técnica de concentración, sencilla, de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, reducirá el riesgo de resultados falsos negativos.



CAPÍTULO III

MÉTODO

1. TIPO

La presente investigación reúne las condiciones para ser un estudio de tipo comparativo y experimental, de corte transversal.

2.- DISEÑO DE INVESTIGACIÓN

Por el tipo de investigación el presente estudio reúne las condiciones necesarias para ser denominada experimental.

3.- ESTRATEGIA DE PRUEBA DE HIPÓTESIS

Hipótesis nula (H0)

La aplicación de la nueva técnica de concentración, sencilla, de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, no reducirá el riesgo de resultados falsos negativos.

Hipótesis alternativa (H1)

La aplicación de la nueva técnica de concentración, sencilla, de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, podría reducir el riesgo de resultados falsos negativos.

4.- VARIABLES

Variable	Definición Conceptual	Definición Operacional	Escala de Medición	Forma de Registro
<u>Dependiente:</u> Técnica Convencional	Técnica Parasitológica	Cualitativo	Binaria	• Si • No
<u>Independiente:</u> Nueva técnica	Técnica Parasitológica	Cualitativo	Binaria	• Si • No

5.- POBLACIÓN

La población estuvo conformada por todos los pacientes del Hospital Nacional Arzobispo Loayza, que acudieron al laboratorio central al área de parasitología, para su descarte parasitológico.

6.- MUESTRA:

Se trabajará con las muestras de heces positivas a la investigación coproparasitológica del servicio de parasitología del Hospital Arzobispo Loayza. Se trabajó con 100 muestras positivas, se empleó el muestreo probabilístico por conveniencia.

Se trabajarán 100 muestras positivas, se empleará el muestreo probabilístico por conveniencia.

Para demostrar el tamaño de muestra se utilizará la siguiente fórmula de proporciones:

$$n = \frac{N(pq)Z^2}{(N-1)E^2 + Z^2(pq)}$$

Dónde:

n= Tamaño de la muestra

$\alpha= 0.05$; Nivel de Confianza 95%

z= 1.96; Valor normal estándar

p= 0.5; Probabilidad de éxito.

q= 0.5; Probabilidad de fracaso.

N= 135 muestras positivas es el Tamaño de la población.

$E^2=0.0025$; Error de muestreo E=5%.

Diseño muestral:

El diseño muestral estará facilitado por el tipo de Muestreo por conveniencia.

Criterios de inclusión:

Todas las muestras de heces con resultados positivos a parásitos.

Criterios de exclusión:

Todas las muestras de heces con resultados negativos a parásitos.

7.- TÉCNICAS DE INVESTIGACIÓN.

Técnica de concentración: Sedimentación por Termotropismo

Fundamento: Se basa en los tropismos positivos, termotropismo e hidrotropismo, de los trofozoítos de protozoos, de los huevos y larvas de helmintos.

Materiales:

- Tubos de vidrio o plástico de 13 x 100, 16 x 150, o tubos de 50 ml de capacidad que terminen en forma cónica.
- Láminas portaobjetos.
- Solución fisiológica a 37 °C
- Pipetas de vidrio o plástico.
- Gasa recortada en piezas de 9 x 9 cm.
- Gradillas
- Caja de ternopor.
- Ligas
- Aplicador de madera
- Picetas
- Microscopio
- Estufa o cocina eléctrica

Procedimiento:

1. Separa 5gr. de heces en un tubo de vidrio, si la muestra es formada o pastosa, agregar 5ml de suero fisiológico a 37°C, para hidratarla por 10 min. (mantener la temperatura colocando la muestra en la caja de Tecnopor).
2. Una vez hidratada homogenizar la muestra (puede ser utilizada para el examen directo).
3. Preparar dos tubos, rotularlos colocar la gasa sujetándola con las ligas.
4. Verter una alícuota de la muestra homogenizada en los tubos preparados
5. Completar las tres cuartas partes del tubo con suero fisiológico temperado y mantener 37°, por 30 min.

6. Con ayuda de una pipeta Pasteur colocar el sedimento en la lámina y observar al microscopio o estereoscopio.
7. Se efectúa la lectura de las muestras enfocando uno de los extremos superiores del preparado e ir observando en forma de Zigzag.
8. se enfoca el campo del microscopio con 100 X, y 400 X.

INTERPRETACIÓN

La nueva técnica de concentración puede ser cualitativa y cuantitativa, ya que se pueden identificar las especies parasitarias y determinar el grado de infestación, la lectura cuantitativa se realiza de la siguiente manera:

- De 1 a 5 huevos por campo +
- De 6 a 10 huevos por campo ++
- De 11 a 15 huevos por campo +++
- De 16 a más huevos por campo ++++

Para determinar el grado de infestación, se debe de tomar el campo en donde haya mayor número de huevos.

7.1 INSTRUMENTOS Y FUENTES DE RECOLECCIÓN DE DATOS

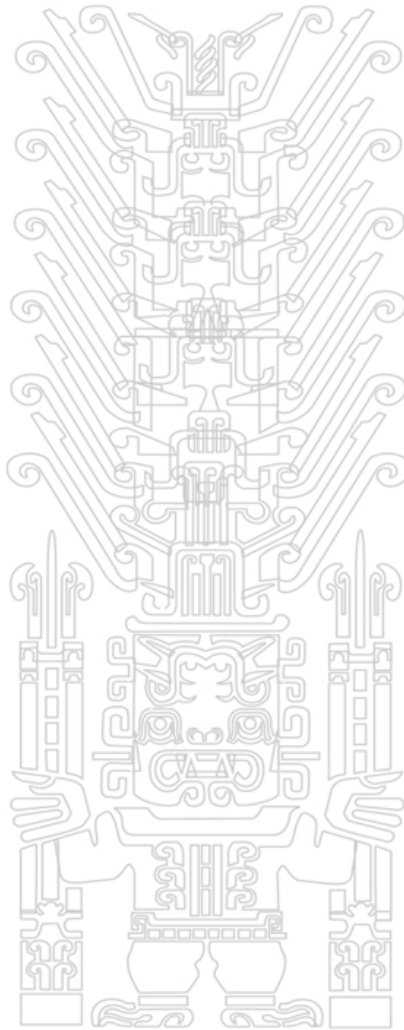
7.1.1 Recolección de datos

Se seleccionó muestras con resultados positivos a parásitos, registradas en el Libro de Registro de pacientes del Área de parasitología del Hospital Arzobispo Loayza.

7.1.2 Análisis de datos

Se procedió al análisis de los datos a partir de la información obtenida. Se utilizó los programas SPSS v-21 y MICROSOFT EXCEL 2010 el cual nos permitió hacer

uso eficiente de las herramientas cuantitativas principales existentes para evaluar la eficacia de las pruebas diagnósticas y contribuir a su uso racional, considerando un nivel de confianza del 95%.



CAPÍTULO IV RESULTADOS

1.- CONTRASTACIÓN DE HIPÓTESIS. -

Teniendo en cuenta los supuestos preestablecidos se contrastó la hipótesis de superioridad de sensibilidad de la nueva técnica de concentración de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales aplicada en el hospital Nacional Arzobispo Loayza, durante los meses octubre – diciembre – 2015 y no inferioridad de la especificidad con respecto a las pruebas convencionales de técnica de Willis Solución de sucrosa de Sheather, con las pruebas que se comparó.

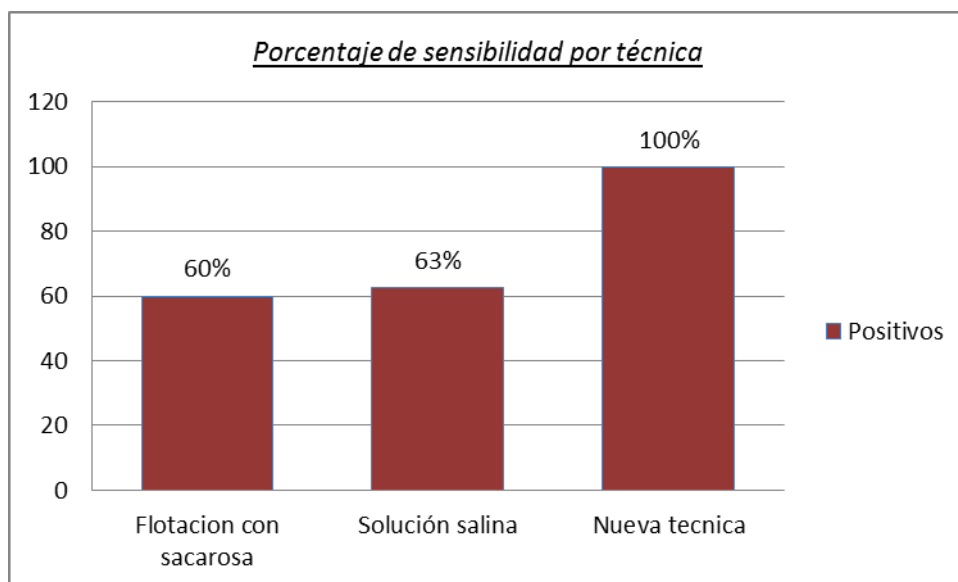
2.- ANÁLISIS E INTERPRETACIÓN. -

TABLA N° 1

PORCENTAJE DE SENSIBILIDAD POR TECNICA

	A Sol. Sacarosa	B Sol. Salina	C Nueva técnica
Positivos	60	63	100

GRÁFICO N° 1



* **Fuente:** servicio de microbiología, área de parasitología, Hospital Arzobispo Loayza, Octubre – Diciembre, 2015.

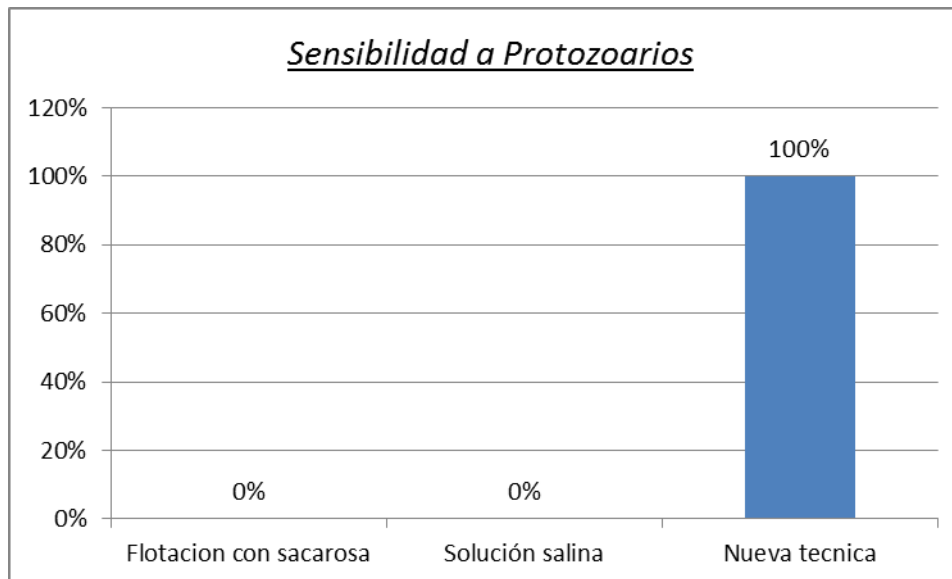
La tabla N° 1. revela que la nueva técnica demuestra un 100% de hallazgos de parásitos encontrados en 150 muestras de heces procesadas, un 63% con solución salina y 60% con la solución con sacarosa

TABLA N° 2

SENSIBILIDAD A PROTOZOARIOS

	A Sol. Sacarosa	B Sol. Salina	C Nueva técnica
protozoarios	0%	0%	100%

GRÁFICO N° 2



* **Fuente:** servicio de microbiología, área de parasitología, Hospital Arzobispo Loayza, Octubre – Diciembre, 2015.

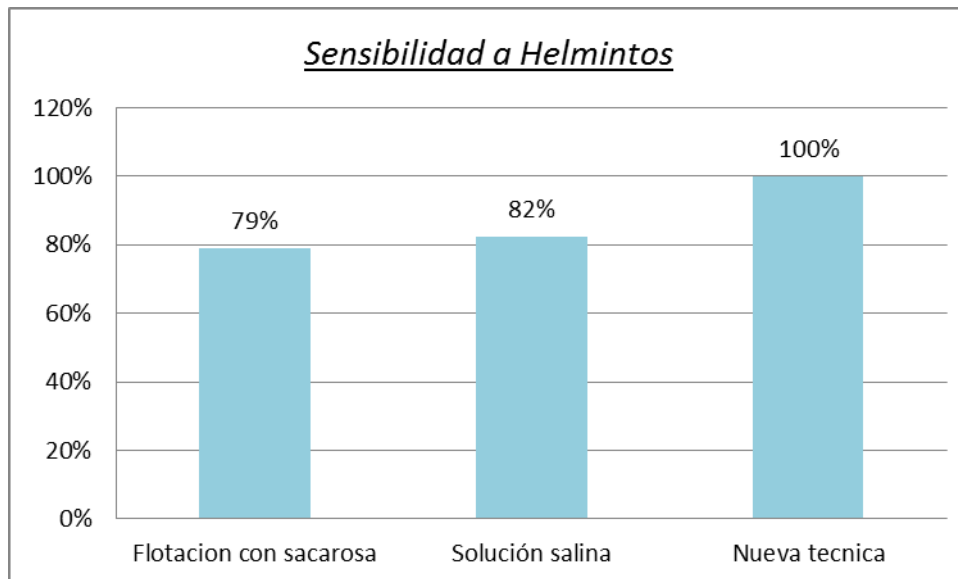
En la tabla N° 2, nos indica la sensibilidad de detección de protozoarios (trofozoítos) con la nueva técnica es del 100%, mientras que en las otras 2 técnicas no se observaron protozoarios, las cuales presentan una sensibilidad de 0%.

TABLA N° 3

SENSIBILIDAD A HELMINTOS

	A Flotación con sacarosa	B Solución salina	C Nueva técnica
Helmintos	79%	82%	100%

GRÁFICO N° 3



* **Fuente:** servicio de microbiología, área de parasitología, Hospital Arzobispo Loayza, Octubre – Diciembre, 2015.

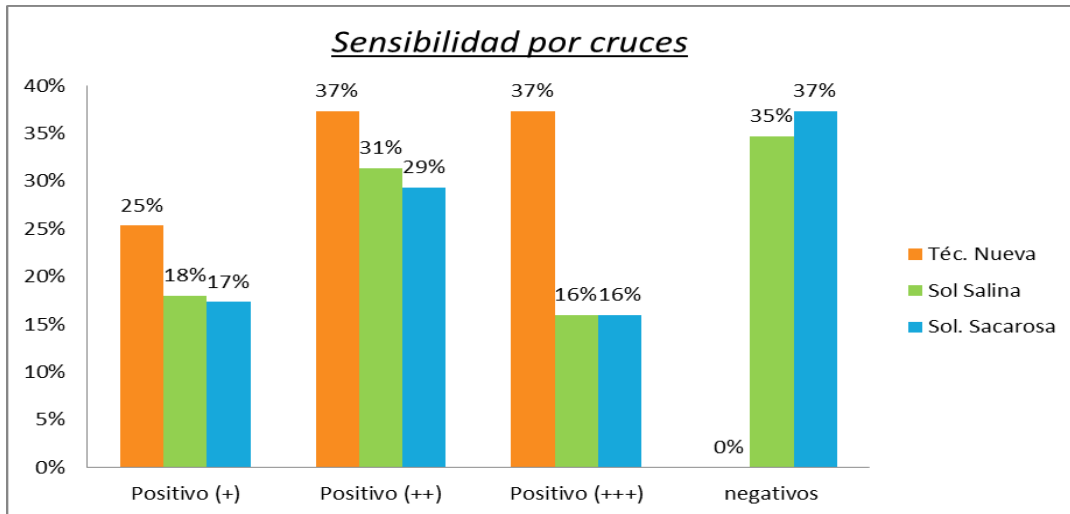
La tabla N° 3, nos indica que la sensibilidad de las técnicas para el diagnóstico de los helmintos, donde la técnica C en el grafico demuestra una sensibilidad del 100% en comparación con la técnica B que obtiene un 82% y la técnica A un 79%.

TABLA N° 4

SENSIBILIDAD SEGÚN LA CARGA PARASITARIA

	C Técnica. Nueva	B Sol Salina	A Sol. Sacarosa
Positivo (+)	25%	18%	17%
Positivo (++)	37%	31%	29%
Positivo (+++)	37%	16%	16%
Positivos no detectados	0%	35%	37%

Gráfico N°4



* **Fuente:** servicio de microbiología, área de parasitología, Hospital Arzobispo Loayza, Octubre – Diciembre, 2015.

La tabla N° 4, nos indica la sensibilidad de las técnicas según la carga parasitaria, la técnica nueva presenta mayor sensibilidad en detección de muestras positivas, seguido por la técnica con solución salina y por último la técnica con sol. de sacarosa, mostrando un 35% y 37% de muestras positivas no detectables respectivamente.

CAPITULO V

DISCUSION

1 DISCUSION

Al realizar la parte experimental del presente trabajo de investigación, la cual consistió en comparar las técnicas de flotación con sacarosa y solución salina, con la nueva técnica se encontró que esta última, resulta ser más efectiva porque proporciona el resultado exacto, a diferencia de las técnicas de flotación tradicionales con las que se obtiene únicamente, quistes de protozoarios y huevos de helmintos.

Todas las muestras obtenidas fueron procesadas aplicándoles a cada una, las tres técnicas en cuestión en forma paralela. La ventaja que las técnicas de flotación con solución salina y flotación con sacarosa han tenido sobre la nueva técnica, ha sido el tiempo, ya que, para procesar la muestra, observarla y obtener resultados con las técnicas de flotación, se requiere de un máximo de treinta minutos, mientras que con la nueva técnica se requiere hasta de 60 minutos. Cuando se procesan una gran cantidad de muestras en un laboratorio de diagnóstico parasitológico, por lo que la nueva técnica podría utilizarse como una prueba confirmativa, en caso de sospechar de una parasitosis, cuando resulte negativa con las técnicas de flotación.

Como se mencionó anteriormente la técnica en estudio, reflejó ser más efectiva tener más sensibilidad, ya que, de las 100 muestras procesadas, se diagnosticaron 100 muestras positivas, que corresponde al 100 % de sensibilidad, mientras que con la técnica de flotación con sacarosa con un 82 % de sensibilidad, y con la técnica de flotación con solución salina con un 78% de sensibilidad comparadas en este estudio. Se pudo observar una mayor variabilidad parasitaria con la nueva técnica.

Durante varios años diversos autores ha buscado métodos diversos para el diagnóstico oportuno de la enteroparasitosis, el diagnóstico basa en un examen

directo con solución salina, siendo este de bajo costo, pero baja sensibilidad, la combinación con otro método de concentración de parásitos intestinales ya sea de sedimentación, con gravedad o centrifugación permite una mejor recuperación quistes de protozoarios, huevos y larvas de nematodo.

(Devera 2008)²¹ evaluó tres métodos de concentración para parásitos ED: Técnica de Examen Directo; SE: técnica de sedimentación espontánea; FE: técnica de formol-éter, entronando resultados similares en los tres métodos, 73% para examen directo, 72% para sedimentación espontánea, y 67% para la técnica de formol éter, para este estudio comprobó que la hubo un mejor rendimiento del SE: técnica de sedimentación espontánea en tubo frente al método de FE: técnica de formol-éter.

(Terashima 2009)²² demostró que la combinación de los métodos mejorar el diagnóstico parasitológico de las parasitosis, en el estudio se compararon Técnica de Sedimentación Espontánea en Tubo (TSET), Método de Concentración con Éter- Formol (MCEF), Técnica de Baermann Modificado en Copa (TBMC), con los métodos de concentración aumento 53% más la sensibilidad de hallazgos de parásitos, que con el examen directo.

(Aquino 2012)²³ comparo tres métodos, directo, de concentración con sulfato ferroso y un método de concentración comercial Spin-CON, hallo 70% de recuperación con los métodos de concentración en comparación con el examen directo.

(Restrepo 2012)²⁴ Evaluó Método directo o Beaver modificado, Técnica por concentración o de Ritchie, Técnica cuantitativa de Kato-Katz, encontró que el 44% de los métodos de concentración mejoraba el hallazgo de huevos y quistes de parásitos en comparación con los exámenes directos, la desventaja encontrada fue la diversidad de material que se emplea en cada método de concentración.

(Villalobos-García 2015)²⁵ evalúa, tres métodos la técnica de formalina, sedimentación espontánea y flotación, encontrando Con la técnica de formalina

se detectó mayor número de parásitos. Si definimos la especificidad como la capacidad para medir únicamente los componentes que pretenda estimarse, el método con mayor detección de parásitos en las muestras fecales fue la técnica de formalina (30%), seguida de la sedimentación (17%) y flotación (7%).
fue la técnica de formalina (30%), seguida de la sedimentación (17%) y flotación (7%).

En diversos estudios observamos que la recuperación es mayor con las diversas técnicas de concentración, igual que el método que nosotros hemos desarrollado, la ventaja es su bajo costo, sencillez en el desarrollo del mismo, por lo cual podría ser empleado en los diversos establecimientos de primer nivel de atención, del sistema de salud de nuestro país.

2 CONCLUSIONES

- Durante el presente trabajo la nueva técnica demostró que en un número considerable de muestras es una prueba confiable por ser más sensible que las otras pruebas en comparación.
- La nueva técnica puede servir como una prueba confirmativa para el diagnóstico de parasitosis por helmintos, así como también para el diagnóstico de protozoarios.
- Debido al tiempo requerido para el procedimiento de la nueva técnica se podría utilizar como una prueba de rutina para el diagnóstico coproparasitológico.
- Dada la precisión de la técnica, resulta ser bastante útil para cuando se necesite cuantificar una parasitosis específica.

- Las técnicas de flotación con sacarosa y solución salina, presentan limitaciones con relación a la exactitud en el diagnóstico coproparasitológico,
- De las técnicas de flotación tradicionales, la técnica con solución salina resulta ser más sensible, y, presenta menos interferencia con detritos fecales que la técnica con solución sobresaturada de sacarosa.
- La nueva técnica desde el punto de vista económico es la menos costosa.

3 RECOMENDACIONES

- Es necesario que se amplíe el estudio de las distintas pruebas coproparasitológicas en nuestro país con el fin de avanzar técnicamente en el diagnóstico parasitario.
- Realizar estudios similares con un número mayor de muestras, así como también practicarlo en diferentes especies, con el fin de ampliar los datos que se tienen sobre esta prueba y, de acuerdo a sus conclusiones, utilizarla como una prueba de rutina.

CAPITULO VI

REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

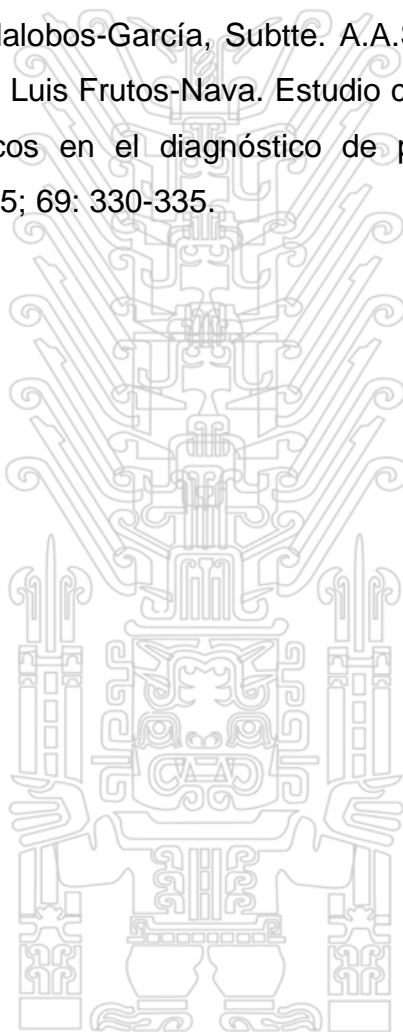
1 Fuentes Bibliográficas

1. Organización mundial de la salud, Medios auxiliares para el diagnóstico de parasitosis intestinal. Ginebra: OMS: Series de Informes Técnicos 2012.
2. Girard, R. Manual de Parasitología. Técnicas para Laboratorios de Atención Primaria de Salud y para el Diagnóstico de las Enfermedades Infecciosas Desatendidas. 3ra. Edición, 2014.
3. Atías A, Neghme A. Parasitología Clínica 3ra. Ed; 1991.
4. Castro, A. Guerrero, M. Técnicas de Diagnóstico Parasitológico. Segunda edición 2006.
5. Organización mundial de la salud. Métodos básicos del laboratorio en parasitología. Ginebra: OMS; 1991.
6. Botero D, Restrepo M. Parasitosis Humanas; Colombia: CIB; 1990.
7. Shore L, Lawrence R. Diagnostic Parasitology. Manual of clinical laboratory. 2012.
8. Instituto Nacional de Salud. Guía de procedimientos diagnosticas de las parasitosis intestinales. Lima: INS; 2013.
9. Gabrie JA, Rueda MM, Canales M, Sánchez A, Utilidad del método Kato-Katz para diagnóstico de Uncinariasis: experiencia en una zona rural de Honduras, 2011.
10. Girard R, Métodos para el laboratorio de atención primaria de salud 2007.
11. Devera R, Aponte M, Belandria M, Blanco I, Requena I, uso del método de sedimentación espontanea en el diagnóstico de parásitos intestinales saber, universidad de oriente, Venezuela. vol. 20. nº 2: 163-171. 2008.

12. Tassara R. Enteroparasitosis, realidad actual y manejo, Rev. chil. pediatr. v.70 n.5 Santiago set. 1999.
13. Oficina de Epidemiología, Ministerio de salud, Helmintos Intestinales en el Perú. Análisis de la prevalencia 2003.
14. Basso, W; Venturini, L Parasitología al día: Comparación de técnicas parasitológicas para el examen de heces. 1998
15. Feldman, R. Diagnóstico coproparasitológico. Federación Bioquímica de la Provincia de Buenos Aires, 56 pp. 1990.
16. Aquino M. Comparación de dos nuevas técnicas de sedimentación y métodos convencionales para la recuperación de parásitos intestinales. Rev Latinoamer. Patol Clin, Vol. 59, Núm. 4, pp 233-242 • Octubre - diciembre, 2012
17. Becerril M. Parasitología médica 3 era Edición, 2015. Pp15-18
18. Martínez A., Protozoos, Características, Clasificación y ejemplos, Revista digital animales y mascotas ISSN 2529-895X, 2016
19. Brooke M. Melvin D. Estadios diagnósticos en los parásitos intestinales en humanos. Centros para el control y prevención de enfermedades Atlanta. 2000
20. Fried B, Abruzzi A. Food-borne, Trematode Infections of humans in the United States of America. Parasitol Res. 106 (6):1263-80. May; 2010.
21. Rodolfo de vera, Alejandra Sposito, Ytalia Blanco, Ixora Requena. Uso del método de sedimentación espontanea en el diagnóstico de parásitos intestinales, Saber, Universidad de Oriente, Venezuela. Vol. 20. N° 2: 163-171. (2008)
22. Angélica Terashima, Luis Marcos, Vicente Maco, Marco Canales, Frine Samalvides, Raúl Tello. Técnica de sedimentación en tubo de alta sensibilidad para el diagnóstico de parásitos intestinales, Rev. gastroenteróloga. Perú v.29 n.4 Lima oct./dic. 2009.
23. José Manuel Aquino Mariano, Gie Bele Vargas Sánchez, Briceida López Martínez, Enrique Neri Spinola, Rosamaría Bernal Redondo. Comparación de dos nuevas técnicas de sedimentación y métodos convencionales para

la recuperación de parásitos intestinales. Rev Latinoamericana Patología Clínica, Vol. 59, Núm. 4, pp 233-242 octubre - diciembre, 2012

24. Isabel Cristina Restrepo Von Schiller, Liliana Patricia Mazo Berrío, Mary Luz Salazar Giraldo, Martha Nelly Montoya Palacio, Jorge Humberto Botero Garcés. Evaluación de tres técnicas coproparasitológicas para el diagnóstico de geohelminthos intestinales. Latreia Vol. 26 (1): 15-24, enero-marzo 2013
25. Tte. Q.B. David Villalobos-García, Subtte. A.A.S. Miguel Ángel López-Islas Tte. Cor. Snd. Jose Luis Frutos-Nava. Estudio comparativo de tres métodos coproparasitológicos en el diagnóstico de parasitosis intestinales Rev Sanid Milit Mex 2015; 69: 330-335.



ANEXOS

ANEXO N° 1 MATRIZ DE CONSISTENCIA

“Nueva técnica de concentración, sencilla, de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza, de septiembre a diciembre del 2015”

PROBLEMA GENERAL	OBJETIVOS GENERAL	HIPOTESIS GENERAL	VARIABLES
<p>¿Cuánto será la eficacia de la nueva técnica de concentración de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015?</p>	<p>Determinar la eficacia de la nueva técnica de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015.</p>	<p>La aplicación de la nueva técnica de concentración, sencilla, de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, reducirá el riesgo de resultados falsos negativos.</p>	<p>Variable independiente: nueva técnica de concentración</p> <p>Variable dependiente: Sensibilidad de la prueba.</p>
PROBLEMA SECUNDARIO	OBJETIVOS ESPECIFICOS		
<p>¿Cuánto será la sensibilidad de la nueva técnica de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015?</p> <p>¿Cuál de las tres técnicas de concentración para la detección de parásitos en función de la nueva técnica de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015?</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Determinar la sensibilidad de la nueva técnica de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015. • Evaluar las tres técnicas de concentración para la detección de parásitos en función de la nueva técnica de bajo costo y de alta sensibilidad en el diagnóstico de parásitos intestinales, aplicada en el Hospital Nacional Arzobispo Loayza – 2015 		

ANEXO 2 TABLA DE DATOS

No.	FLOTACION CON SACAROSA		SOLUCION SALINA		NUEVA TECNICA	
	Carga parasitaria	Parásitos encontrados	Carga parasitari	Parásitos encontrados	Carga parasitaria	Parásitos encontrados
1	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	(+) (+)	Trofozoítos, quistes Entamoeba histolytica
2	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	(+) (+)	Trofozoítos, quistes Entamoeba histolytica
3	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (+)	Trofozoítos, Blastocystis hominis
4	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (+)	Trofozoítos, Blastocystis hominis
5	Positivo (++)	Quistes, Giardia lamblia	Positivo (++)	Quistes, Giardia lamblia	(++) (+++)	Giardia lamblia Trofozoítos, quistes
6	Positivo (++)	Quistes, Giardia lamblia	Positivo (++)	Quistes, Giardia lamblia	(++) (+++)	Giardia lamblia Trofozoítos, quistes
7	Positivo (++)	Quistes, Giardia lamblia	Positivo (++)	Quistes, Giardia lamblia	Positivo (+++)	Giardia lamblia, quistes
8	Positivo (++)	Quistes, Giardia lamblia	Positivo (++)	Quistes, Giardia lamblia	Positivo (+++)	Giardia lamblia, quistes
9	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	(+) (+++)	Balantidium coli Trofozoítos, quistes
10	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	(+) (+++)	Balantidium coli Trofozoítos, quistes
11	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (++)	Isospora belli Ooquistes
12	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (++)	Isospora belli Ooquistes
13	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (++)	Cyclospora cayetanensis Ooquistes
14	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (++)	Cyclospora cayetanensis Ooquistes
15	Positivo (++)	Huevos, Ascaris lumbricoides	Positivo (++)	Huevos, Ascaris lumbricoides	Positivo (++)	Ascaris lumbricoides, huevos

16	Positivo (++)	Huevos, <i>Ascaris lumbricoides</i>	Positivo (++)	Huevos, <i>Ascaris lumbricoides</i>	Positivo (++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos
17	Positivo (+)	Huevos, <i>Trichuris trichiura</i>	Positivo (+)	Huevos, <i>Trichuris trichiura</i>	Positivo (++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos
18	Positivo (+)	Huevos, <i>Trichuris trichiura</i>	Positivo (+)	Huevos, <i>Trichuris trichiura</i>	Positivo (++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos
19	Positivo (+)	Huevo, <i>Uncinaria sp</i>	Positivo (+)	Huevo, <i>Uncinaria sp</i>	Positivo (++)	<i>Uncinaria sp</i> , Huevo
20	Positivo (+)	Huevo, <i>Uncinaria sp</i>	Positivo (+)	Huevo, <i>Uncinaria sp</i>	Positivo (++)	<i>Uncinaria sp</i> , Huevo
21	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (++)	<i>Strongyloides stercoralis</i> , larva
22	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (++)	<i>Strongyloides stercoralis</i> , larva
23	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>
24	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>
25	Positivo (++)	Huevos, <i>Taenia sp</i>	Positivo (++)	Huevos, <i>Taenia sp</i>	Positivo (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos
26	Positivo (++)	Huevos, <i>Taenia sp</i>	Positivo (++)	Huevos, <i>Taenia sp</i>	Positivo (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos
27	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (+++)	<i>Diphyllobothrium pacificum</i> , huevo
28	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (+++)	<i>Diphyllobothrium pacificum</i> , huevo
29	Positivo (+)	Huevos, <i>Hymenolepis nana</i>	Positivo (+)	Huevos, <i>Hymenolepis nana</i>	Positivo (+)	<i>Hymenolepis nana</i> , Huevos
30	Positivo (+)	Huevos, <i>Hymenolepis nana</i>	Positivo (+)	Huevos, <i>Hymenolepis nana</i>	Positivo (+)	<i>Hymenolepis nana</i> , Huevos
31	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (+)	<i>Fasciola hepática</i> Huevos
32	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxx	Positivo (+)	<i>Fasciola hepática</i> Huevos

33	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius vermicularis</i>	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius vermicularis</i>	(+++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius</i>
34	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius vermicularis</i>	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius vermicularis</i>	(+++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius</i>
35	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Hymenolepis nana</i> , Huevos	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Hymenolepis nana</i> , Huevos	(+++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Hymenolepis nana</i> ,
36	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Fasciola hepática</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> ,
37	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Fasciola hepática</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> ,
38	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Strongyloides</i> <i>stercoralis</i> , larva <i>Giardia lamblia</i> ,
39	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Strongyloides</i> <i>stercoralis</i> , larva <i>Giardia lamblia</i> ,
40	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(+++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo
41	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(+++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo
42	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> ,
43	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> ,
44	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Diphyllobothrium</i> <i>pacificum</i> , huevo <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++) (+++)	<i>Diphyllobothrium</i> <i>pacificum</i> , huevo <i>Giardia lamblia</i> ,
45	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Diphyllobothrium</i> <i>pacificum</i> , huevo <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++) (+++)	<i>Diphyllobothrium</i> <i>pacificum</i> , huevo <i>Giardia lamblia</i> ,
46	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes
47	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes
48	(+) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia</i> <i>lamblia</i> , quistes
49	(+) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia</i> <i>lamblia</i> , quistes

50	(+) (+) (+)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(+) (+) (+)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(++) (++) (++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Uncinaria sp</i> , Huevo
51	(+) (+) (+)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(+) (+) (+)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(++) (++) (++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Uncinaria sp</i> , Huevo
52	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	(+) (+)	Trofozoítos, quistes <i>Entamoeba histolytica</i>
53	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	(+) (+)	Trofozoítos, quistes <i>Entamoeba histolytica</i>
54	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (+)	Trofozoítos, <i>Blastocystis hominis</i>
55	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (+)	Trofozoítos, <i>Blastocystis hominis</i>
56	Positivo (++)	Quistes, <i>Giardia lamblia</i>	Positivo (++)	Quistes, <i>Giardia lamblia</i>	(+) (++)	<i>Giardia lamblia</i> Trofozoítos, quistes
57	Positivo (++)	Quistes, <i>Giardia lamblia</i>	Positivo (++)	Quistes, <i>Giardia lamblia</i>	(+) (++)	<i>Giardia lamblia</i> Trofozoítos, quistes
58	Positivo (++)	Quistes, <i>Giardia lamblia</i>	Positivo (++)	Quistes, <i>Giardia lamblia</i>	Positivo (+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes
59	Positivo (++)	Quistes, <i>Giardia lamblia</i>	Positivo (++)	Quistes, <i>Giardia lamblia</i>	Positivo (+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes
60	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (+++)	<i>Balantidium coli</i> Trofozoítos, quistes
61	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (+++)	<i>Balantidium coli</i> Trofozoítos, quistes
62	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (++)	<i>Isospora belli</i> Ooquistes
63	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (++)	<i>Isospora belli</i> Ooquistes
64	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (++)	<i>Cyclospora cayetanensis</i> Ooquistes
65	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (++)	<i>Cyclospora cayetanensis</i> Ooquistes
66	Positivo (++)	Huevos, <i>Ascaris lumbricoides</i>	Positivo (++)	Huevos, <i>Ascaris lumbricoides</i>	Positivo (++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos

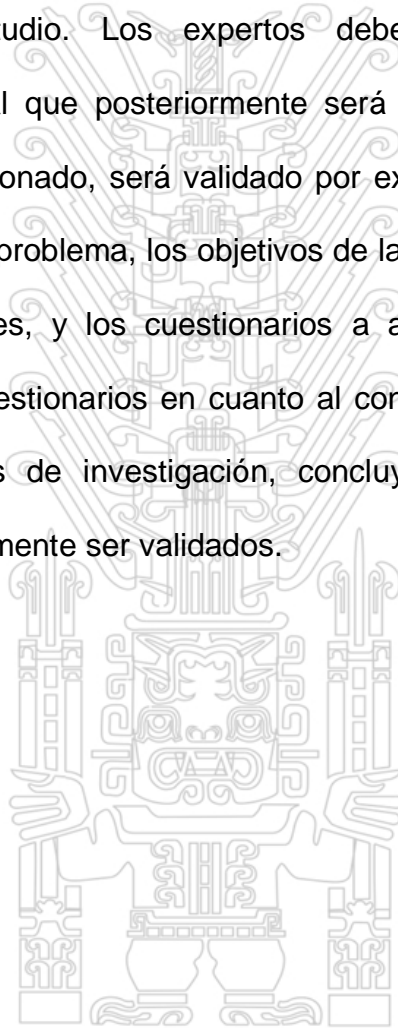
67	Positivo (++)	Huevos, <i>Ascaris lumbricoides</i>	Positivo (++)	Huevos, <i>Ascaris lumbricoides</i>	Positivo (++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos
68	Positivo (+)	Huevos, <i>Trichuris trichiura</i>	Positivo (+)	Huevos, <i>Trichuris trichiura</i>	Positivo (++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos
69	Positivo (+)	Huevos, <i>Trichuris trichiura</i>	Positivo (+)	Huevos, <i>Trichuris trichiura</i>	Positivo (++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos
70	Positivo (+)	Huevo, <i>Uncinaria sp</i>	Positivo (+)	Huevo, <i>Uncinaria sp</i>	Positivo (++)	<i>Uncinaria sp</i> , Huevo
71	Positivo (+)	Huevo, <i>Uncinaria sp</i>	Positivo (+)	Huevo, <i>Uncinaria sp</i>	Positivo (++)	<i>Uncinaria sp</i> , Huevo
72	Negativo (-)	Xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (++)	<i>Strongyloides stercoralis</i> , larva
73	Negativo (-)	Xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (++)	<i>Strongyloides stercoralis</i> , larva
74	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>
75	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>	Positivo (++)	<i>Enterobius vermicularis</i>
76	Positivo (++)	Huevos, <i>Taenia sp</i>	Positivo (++)	Huevos, <i>Taenia sp</i>	Positivo (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos
77	Positivo (++)	Huevos, <i>Taenia sp</i>	Positivo (++)	Huevos, <i>Taenia sp</i>	Positivo (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos
78	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (+++)	<i>Diphyllobothrium pacificum</i> , huevo
79	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (+++)	<i>Diphyllobothrium pacificum</i> , huevo
80	Positivo (+)	Huevos, <i>Hymenolepis nana</i>	Positivo (+)	Huevos, <i>Hymenolepis nana</i>	Positivo (+)	<i>Hymenolepis nana</i> , Huevos
81	Positivo (+)	Huevos, <i>Hymenolepis nana</i>	Positivo (+)	Huevos, <i>Hymenolepis nana</i>	Positivo (+)	<i>Hymenolepis nana</i> , Huevos
82	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (+)	<i>Fasciola hepática</i> Huevos
83	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Negativo (-)	xxxxxxxxxxxx	Positivo (+)	<i>Fasciola hepática</i> Huevos

84	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius vermicularis</i>	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius vermicularis</i>	(+++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius</i>
85	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius vermicularis</i>	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius vermicularis</i>	(+++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Enterobius</i>
86	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Hymenolepis nana</i> , Huevos	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>H. nana</i> Huevos	(+++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Hymenolepis nana</i> ,
87	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Fasciola hepática</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> ,
88	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Fasciola hepática</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> ,
89	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Strongyloides</i> <i>stercoralis</i> , larva <i>Giardia lamblia</i> ,
90	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Strongyloides</i> <i>stercoralis</i> , larva <i>Giardia lamblia</i> ,
91	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(+++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo
92	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo	(+++) (++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes <i>Uncinaria sp</i> , Huevo
93	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> ,
94	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Trichuris trichiura</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> ,
95	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+)(+++)	<i>Diphyllobothrium</i> <i>pacificum</i> , huevo <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++) (+++)	<i>Diphyllobothrium</i> <i>pacificum</i> , huevo <i>Giardia lamblia</i> ,
96	(+++)	<i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Diphyllobothrium</i> <i>pacificum</i> , huevo <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+++) (+++)	<i>Diphyllobothrium</i> <i>pacificum</i> , huevo <i>Giardia lamblia</i> ,
97	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes
98	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Taenia sp</i> , Huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes
99	(+) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia</i> <i>lamblia</i> , quistes
100	(+) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(+) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia lamblia</i> , quistes	(++) (+++)	<i>Ascaris lumbricoides</i> , huevos <i>Giardia</i> <i>lamblia</i> , quistes

ANEXO 3

VALIDACION DE INSTRUMENTO

Claret (2008), menciona que la validación refiere al grado en que un instrumento el cual se utiliza realmente mide eficazmente las variables que pretende medir. Dicho instrumento debe ser validado por expertos en gramática, metodología y la especificidad objeto de estudio. Los expertos deberán hacer las diferentes observaciones de tipo general que posteriormente será corregido. Para el caso en estudio, el instrumento seleccionado, será validado por expertos, para la cual se les consigno el planteamiento del problema, los objetivos de la investigación, el sistema de operacionalización de variables, y los cuestionarios a aplica; posteriormente estos profesionales revisaran los cuestionarios en cuanto al contenido, redacción y relación con los objetivos y variables de investigación, concluyendo congruencia con los objetivos y variables para finalmente ser validados.

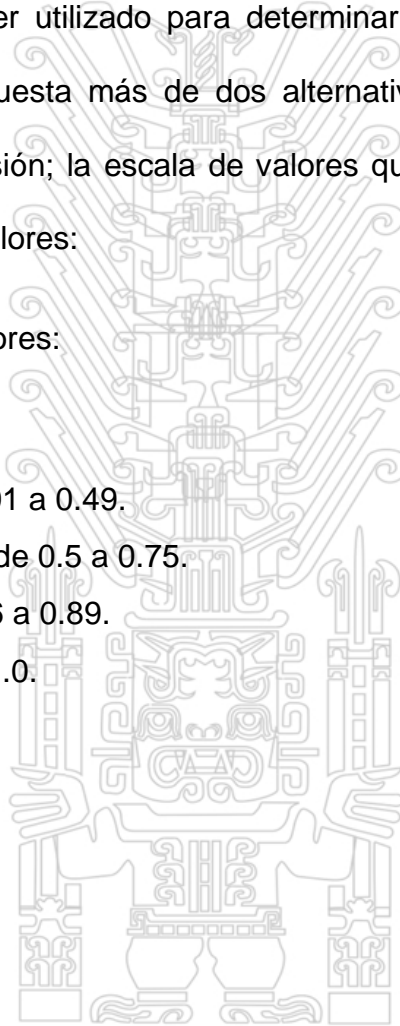


ANEXO 4

El criterio de confiabilidad del instrumento se determina en la presente investigación, por el coeficiente de Alfa Cronbach, desarrollado por J.L. Cronbach, solamente requiere de una sola administración del instrumento de medición y produce valores que oscilan entre cero y uno (Hernández, y otros, ob.cit) es aplicable a escala de varios valores posibles, por lo que puede ser utilizado para determinar la confiabilidad en escalas cuyos ítems tiene como respuesta más de dos alternativas. Su forma determina el grado de consistencia y precisión; la escala de valores que determina la confiabilidad está dada por los siguientes valores:

Criterio de Confiabilidades Valores:

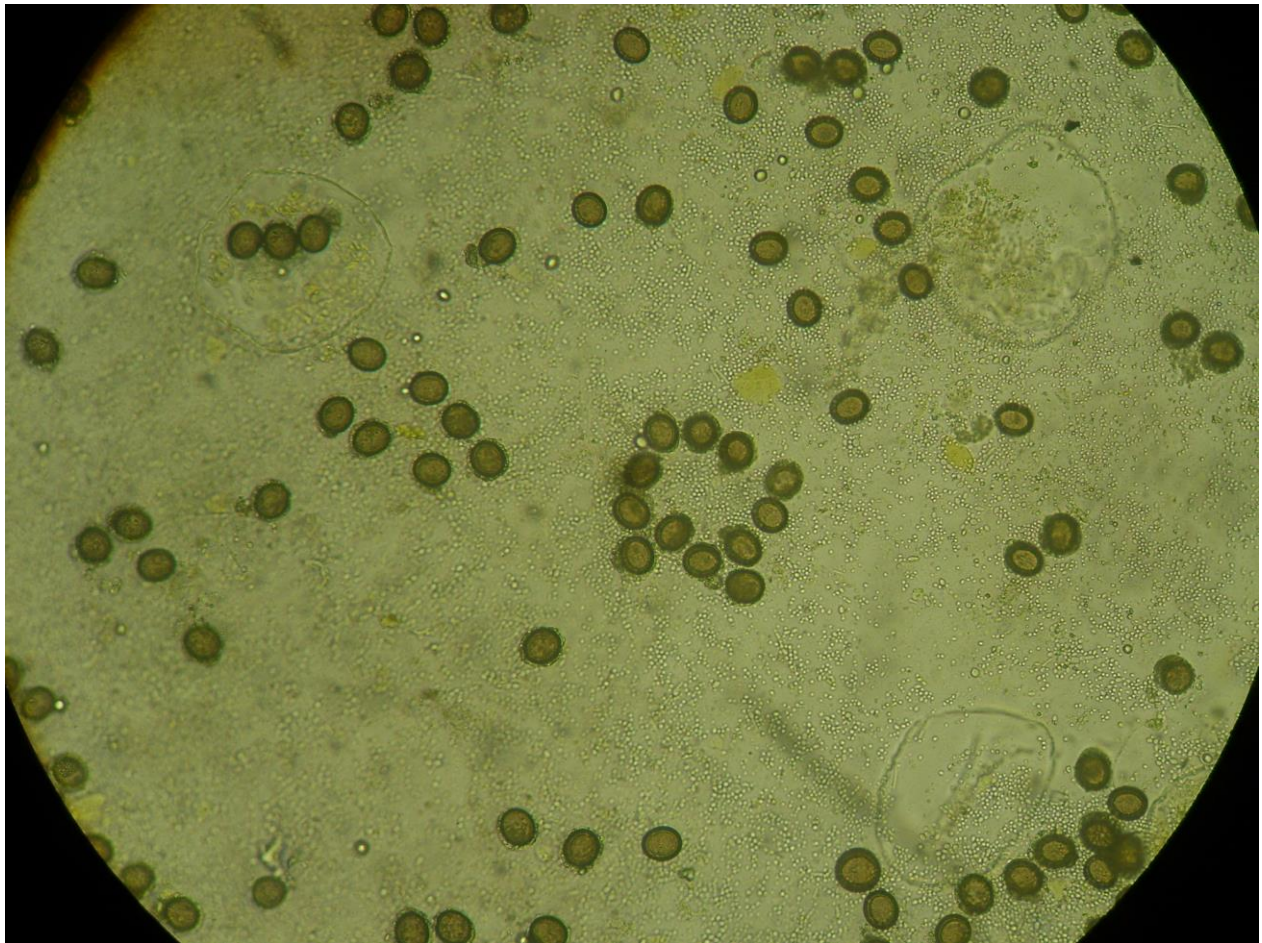
- No es confiable -1 a 0.
- Baja confiabilidad de 0.01 a 0.49.
- Moderada confiabilidad de 0.5 a 0.75.
- Fuerte confiabilidad 0.76 a 0.89.
- Alta confiabilidad 0.9 a 1.0.



ANEXO 5

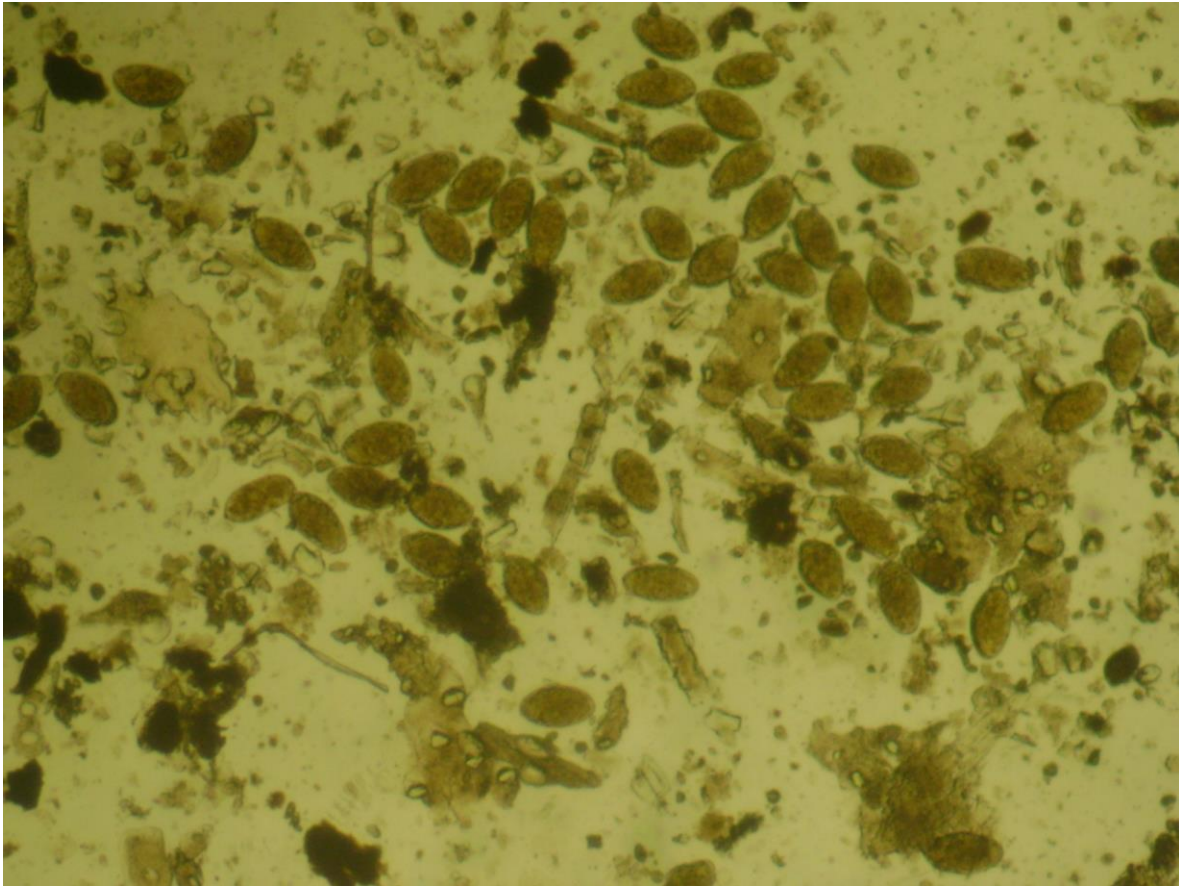
IMAGINES DEL EXAMEN DE CONCENTRACION

NUEVA TECNICA DE CONCENTRACION



Taenia sp

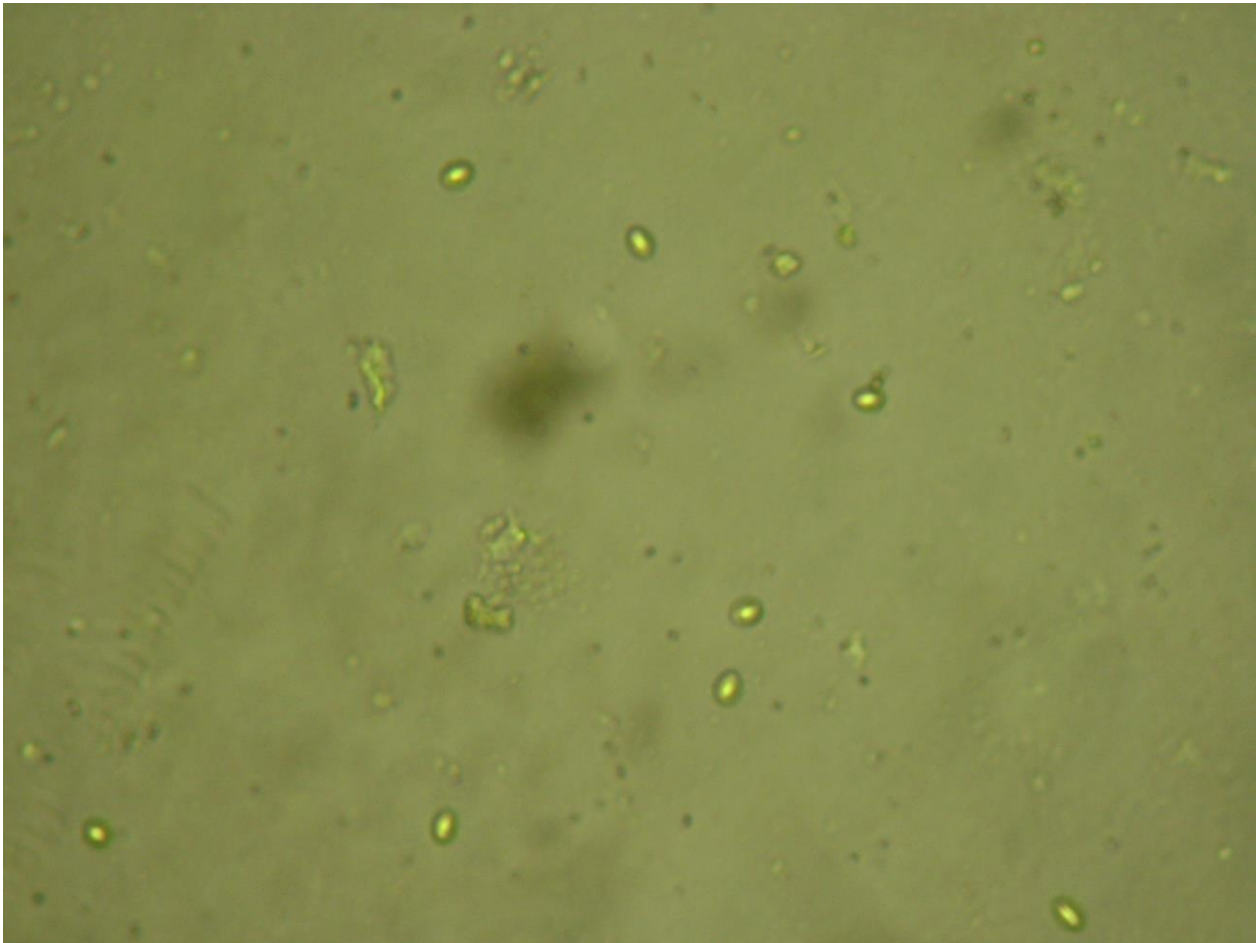
NUEVA TECNICA DE CONCENTRACION



Fasciola hepática



NUEVA TECNICA DE CONCENTRACION



Quiste de *Giardia lamblia*



NUEVA TECNICA DE CONCENTRACION



Huevo de Hymenolepis nana