



**FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES EXACTAS Y
TECNOLOGÍA**

ESCUELA DE BIOLOGÍA

TESIS DE LICENCIATURA

**“DETECCIÓN DE PROTOZOOS EN EL AGUA Y AIRE
PROVENIENTES DE LA BAHÍA DE PANAMÁ EN ÉPOCA LLUVIOSA
DE 2019”.**

PRESENTADO POR:

ALICE VANESSA STAPF VALDÉS

**Trabajo de graduación para
optar por el Título de
Licenciatura en Biología, con
Orientación en Microbiología
y Parasitología.**

REPÚBLICA DE PANAMÁ

2022

UNIVERSIDAD DE PANAMÁ
FACULTAD DE CIENCIAS NATURALES, EXACTAS Y TECNOLOGÍA
ESCUELA DE BIOLOGÍA

TÍTULO: Detección de protozoos en el agua y aire provenientes de la Bahía de Panamá en época lluviosa de 2019.

AUTORES: Alice V. Stapf V. 4-793-964

ASESORES:

Nivia Ríos

Asesor Principal



Firma del Profesor.

Fermín Mejía

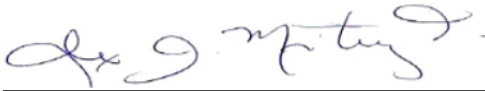
Asesor



Firma del Profesor.

Alex O. Martínez Torres

Asesor



Firma del Profesor.

DURACIÓN: 12 meses.

LOCALIDAD: Laboratorios de Microbiología de Aguas (LAMA) y Microbiología Experimental y Aplicada (LAMEXA) de la Vicerrectoría de Investigación y Postgrado-VIP, Universidad de Panamá.

FECHA: 17 de marzo del 2022.

I. DEDICATORIA

Dedico esta tesis a mis padres y a mi hermana, quienes siempre estuvieron apoyándome y motivándome a no darme por vencido durante todos estos años de estudio.

II. AGRADECIMIENTO

A mis padres por sus sacrificios, por creer en mí, brindarme siempre su amor y apoyo incondicional.

A mi hermana por todo su cariño y motivación a lo largo de este camino.

A mi amigo Ricardo Araúz por su cariño, compañía durante estos años universitarios, y por los momentos de gran felicidad.

A mi profesora asesora Mgter. Nivia Ríos por todo su apoyo y por sus atinados consejos siempre, también por compartir su pasión por la parasitología y por todas sus enseñanzas.

Al profesor Dr. Alex O. Martínez Torres por toda su dedicación, orientación, paciencia y ayuda para el desarrollo de este proyecto.

Al profesor Mgter. Fermín Mejía por sus sugerencias, correcciones, y motivación brindada a lo largo de la realización de esta tesis.

A los Fondos de Agua, Áreas Protegidas y Vida Silvestre del Ministerio de Ambiente con el convenio No. 026-45-2019, por el financiamiento del proyecto “Detección molecular y análisis filogenético de virus, bacteriófagos, bacterias, hongos filamentosos y parásitos patógenos en aire y agua provenientes de la Bahía de Panamá”, en el cual el Dr. Alex O. Martínez Torres es el investigador principal los cuales permitieron desarrollar esta tesis.

A todos los profesores quienes se esforzaron por transmitir sus conocimientos y valores a lo largo de mi formación como estudiante y guiarme a ser una profesional.

A todas las personas y amigos que de una u otra manera colaboraron para la realización de esta meta.

III. ÍNDICE GENERAL

ÍNDICE GENERAL

| | |
|---|-----------|
| Dedicatoria..... | I |
| Agradecimiento..... | II |
| Índice general..... | III |
| Resumen..... | 1 |
| Capítulo I: Introducción | 5 |
| Introducción | 6 |
| Capítulo II: Revisión Bibliográfica | 15 |
| 2.1 Generalidades de los protozoos | 16 |
| 2.1.1 Características morfológicas | 16 |
| 2.1.2 Clasificación de los protozoos | 17 |
| 2.1.3 Organelos de locomoción | 17 |
| 2.1.4 Etapas biológicas | 18 |
| 2.1.5 Formas de reproducción..... | 19 |
| 2.1.6 Ciclo de vida y transmisión..... | 19 |
| 2.2 Clasificación taxonómica..... | 21 |
| 2.2.1 Phylum Sarcomastigophora | 21 |
| 2.2.2 Phylum Apicomplexa | 26 |
| 2.2.3 Phylum Ciliophora..... | 29 |
| 2.3 Transmisión de parásitos en el ambiente | 32 |
| 2.3.1 El agua como vehículo de transmisión parasitaria..... | 32 |
| 2.3.2 Protozoos parásitos | 35 |

| | |
|--|-----------|
| 2.3.3 Transmisión de helmintos en el ambiente..... | 37 |
| 2.3.4 El aire como vehículo de transmisión parasitaria | 41 |
| 2.4 Parasitismo por protozoos en América Latina | 42 |
| 2.5 Bahía de Panamá..... | 44 |
| 2.6 Estacionalidad y mareas..... | 47 |
| Objetivo general..... | 48 |
| Objetivos específicos | 48 |
| Hipótesis | 49 |
| Capítulo III: Metodología | 50 |
| 3.1 Área de estudio | 51 |
| 3.2 Recolección de muestras..... | 55 |
| 3.3 Preparación de soluciones..... | 56 |
| 3.4 Procesamiento de muestras | 57 |
| Capítulo IV: Resultados y discusión | 60 |
| 4.1 Resultados..... | 61 |
| 4.2 Discusión..... | 64 |
| Capítulo V: Conclusiones y recomendaciones | 70 |
| 5.1 Conclusiones..... | 71 |
| 5.2 Recomendaciones | 72 |
| Bibliografía | 73 |
| Anexos | 80 |

| | |
|--------------|----|
| Tablas..... | 81 |
| Figuras..... | 86 |

RESUMEN

La contaminación de las aguas superficiales es un problema ambiental grave y en la Bahía de Panamá, los niveles de contaminación son muy elevados debido a que recibe las descargas del sistema sanitario de toda la ciudad, lo cual, ha provocado una proliferación de enfermedades de la piel e infecciones gastrointestinales a la población. En este trabajo, se determinó la prevalencia de protozoos parásitos en agua y aire provenientes de la Bahía de Panamá durante la temporada lluviosa de 2019. Para ello se establecieron 12 sitios de muestreo a lo largo de la zona costera de la Bahía de Panamá en un tramo que iba desde Costa del Este a Isla Flamenco en la Calzada de Amador, obteniendo un total de 36 muestras de agua y 36 muestras de bioaerosoles recolectadas mediante el Impinger AGI-30, durante octubre a diciembre. Las muestras fueron transportadas en cadena de frío a los Laboratorios de Microbiología de Aguas y Microbiología Experimental y Aplicada de la Universidad de Panamá y procesadas mediante técnicas de filtración para concentrar los protozoarios presentes en las muestras, sedimentación (Técnica de Ritchie) y flotación (Técnica de Sheather), siendo sometidas a examen directo con Lugol y tinción de Ziehl-Neelsen. En este trabajo se pudo reportar la presencia de quistes u ooquistes de protozoarios como: *Cryptosporidium* sp., *Giardia* sp., *Cyclospora* sp., *Entamoeba coli*, *Entamoeba histolytica*, *Blastocystis* sp., e *Isospora* sp., y también, huevos de helmintos (*Ascaris lumbricoides*). Por otro lado, se determinó que el mes con mayor frecuencia de protozoos fue octubre y el sitio de muestreo con mayor presencia parasitaria fue Costa del Este. Se concluyó que la prevalencia de protozoarios fue del 90.2% en las muestras de agua y sólo del 9.8% en las muestras de aire, y, además, se observó mayor prevalencia de protozoarios (87.7%) que de helmintos (12.2%).

Palabras claves: aeromicrobiología, protozoarios, helmintos, detección clásica, Bahía de Panamá

ABSTRACT

Surface water pollution is a serious environmental problem and in Panama Bay, pollution levels are very high because it receives discharges from the sanitation system of the entire city, which has caused a proliferation of skin diseases and gastrointestinal infections to the population. In this work, the prevalence of parasitic protozoa in water and air from Panama Bay was determined during the rainy season of 2019. For this purpose, 12 sampling sites were established along the coastal area of Panama Bay in a stretch from Costa del Este to Flamenco Island in the Amador Causeway, obtaining a total of 36 water samples and 36 bioaerosol samples collected using the Impinger AGI-30, during October to December. The samples were transported in cold chain to the Laboratories of Water Microbiology and Experimental and Applied Microbiology of the University of Panama and processed by filtration techniques to concentrate the protozoa present in the samples, sedimentation (Ritchie Technique) and flotation (Sheather Technique), being subjected to direct examination with Lugol and Ziehl-Neelsen staining. In this work it was possible to report the presence of cysts or oocysts of protozoa such as: *Cryptosporidium* sp., *Giardia* sp., *Cyclospora* sp., *Entamoeba coli*, *Entamoeba histolytica*, *Blastocystis* sp., and *Isospora* sp., and helminth eggs (*Ascaris lumbricoides*). On the other hand, it was determined that the month with the highest frequency of protozoa was October and the sampling site with the highest parasitic presence was Costa del Este. It was concluded that the prevalence of protozoa was 90.2% in water samples and only 9.8% in air samples, and, in addition, a higher prevalence of protozoa (87.7%) than helminths (12.2%) was observed.

Keywords: aeromicrobiology, protozoa, helminths, classical detection, Panama Bay

CAPÍTULO I

INTRODUCCIÓN

Según el MINSA uno de los graves problemas ambientales en Panamá es la contaminación de las aguas superficiales, donde los niveles de contaminación en la Bahía de Panamá son muy altos, lo cual ha provocado una proliferación de enfermedades de la piel, gastrointestinales e infecciosas a la población como se percibe actualmente (MINSA, 2015). Las aguas residuales crudas, cuyo volumen aproximado es de 280.000 m³/día, son descargadas a quebradas, ríos y/o directamente a la Bahía de Panamá (IDAAN, 2013).

Estudios realizados en la Bahía de Panamá demuestran los altos niveles de contaminación orgánica e inorgánica por encima de los niveles aceptables para el sostenimiento de la vida acuática y de las actividades comerciales y recreacionales (Grey *et al.*, 2014). Adicionalmente, al revisar antecedentes sobre el uso de las playas se encuentra que la construcción del Boulevard Balboa hasta el río Matasnillo junto con el crecimiento de la contaminación por aguas residuales vertidas en los ríos que entregan aguas a la Bahía de Panamá, el uso recreativo de las playas prácticamente desapareció (Martínez *et al.*, 2015). La transmisión de enfermedades de origen hídrico está relacionada con la contaminación de origen fecal en aguas residuales y potables. Estas enfermedades son causadas por la presencia de bacterias, virus y parásitos, los cuales generan altos porcentajes de morbimortalidad, especialmente, en la población infantil. Se han seleccionado *Giardia lamblia* y *Cryptosporidium* spp. como organismos indicadores de contaminación de origen parasitario y su análisis es útil para evaluar la calidad del agua y determinar el riesgo sanitario (Manjarrez *et al.*, 2019).

Según los datos suministrados por el Departamento de Vigilancia de Factores Protectores y de Riesgos a la Salud y Enfermedades (V.F.P.R.S.E.) del Ministerio de Salud (MINSA), en la República de Panamá, el promedio de los casos totales de enfermedad diarreica en el país para el período 1999-2003 fue aproximadamente de 166,621.00 casos/año. Para la región de salud Metropolitana

esta cifra fue de 42.554 casos, para la Región de San Miguelito de 25,514 casos, para la región de Panamá Oeste de 22,576 casos y para la región de Panamá Este de 3,888 casos. Estas cifras claramente señalan que a nivel nacional la población más afectada por estas infecciones es la residente en la provincia de Panamá (Saldaña, 2008).

Mediante el agua se genera un conjunto de unidades biológicas suspendidas en el aire como microgotas llamadas bioaerosoles que van de 0,5 a 30 μm de diámetro y el viento sirve de transporte para su dispersión. La inhalación, ingestión y contacto superficial son las vías de exposición a los organismos del aire. El asma, la neumonía por hipersensibilidad y otras enfermedades respiratorias, están asociadas con la exposición a los bioaerosoles (NIOSH, 2010). Nuestro clima tropical y el bajo nivel socioeconómico hacen que Panamá sea un área endémica ideal para que se den infecciones por protozoos tales como: *Cryptosporidium parvum*, *Giardia lamblia* y *Cyclospora* sp. Estas infecciones son muy fáciles de adquirir, debido a que se encuentran en gran porcentaje en el ambiente ecológico y son difíciles de erradicar del ambiente, porque tienen formas de resistencia conocidas como quistes y ooquistes que les permiten resistir a situaciones adversas, y vivir en el medio ambiente en condiciones adecuadas de temperaturas y humedad por más de un año. (Wilians, 2015). Su alta resistencia, el hecho de que se encuentran diseminados por todo el mundo, el hecho que infecten individuos debilitados, el difícil manejo de su infección y profilaxis hace que estas infecciones sean de suma importancia a nivel mundial (Serra, 2017).

El propósito de este proyecto fue de evaluar la presencia de protozoos en agua y aire de 12 sitios de muestreo a largo de la Bahía de Panamá y determinar cuál es el sitio con más contaminación durante la temporada lluviosa. En Panamá se conoce poco sobre la presencia y concentración de protozoos en el agua y aire de la Bahía, por lo que es importante determinar cuáles son los riesgos sanitarios. Existe la necesidad de identificar qué áreas a lo largo de la Bahía están más

contaminadas para poder establecer valores de referencia y posteriormente, se den monitoreos y puedan tomarse medidas en beneficio de la población; mediante este estudio también se podrá demostrar la eficiencia que ha tenido el proyecto de saneamiento de la Bahía desde su creación hasta la actualidad, los resultados obtenidos servirán para futuros proyectos de investigación, y esto podrá tener impacto en el ámbito social, económico y principalmente hacia la salud de muchos panameños.

CAPÍTULO II

REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

2.1 Generalidades de los protozoos

Los protozoos son organismos unicelulares de estructura eucariótica, el nombre que proviene del griego proto: primero y zoo: animal. Son de tamaño variable, de 2 mm a 100 mm. Por su forma, pueden ser esféricos, ovoides, de simetría bilateral o polimorfa (Saredi, 2002).

Este grupo engloba más de 70000 especies conocidas. Tal es su abundancia en nuestro planeta, que no hay ni un solo hábitat donde exista vida en el cual no haya algún tipo de protozoo (Simmons, 2008).

2.1.1 Características morfológicas

Los protozoos, al igual que todas las células, están constituidos, fundamentalmente, de protoplasma y un núcleo definido, aunque ocasionalmente presenten dos o más; los núcleos de los protozoos tienen formas, tamaños y estructuras variadas. El protoplasma se caracteriza por su viscosidad, en él se encuentran el núcleo, la vacuola, organelos celulares especializados como mitocondrias, aparato de Golgi que participan en las distintas funciones inherentes a la vida de éstos (Gómez, 2014).

El núcleo puede ser simple o múltiple, con membrana nuclear, nucleoplasma y cromatina compacta, o en partículas dispersas o alineadas junto a la membrana nuclear. El núcleo es indispensable para la vida, la reproducción y transmisión genética. El citoplasma se divide en ecto y endoplasma. El ectoplasma es homogéneo, importante para la ingestión de alimentos por absorción y la descarga de productos de deshechos en toda su superficie. El endoplasma es moderadamente denso-granular cuya función es la síntesis y almacenamiento de alimentos en vacuolas (no digeridas) tales como las barras cromidiales que constituyen almacenamiento de glucógeno o proteínas (Unzaga *et al.*, 2018).

2.1.2 Clasificación de los protozoos

Según la clasificación tradicional, los protozoos pueden ser de los siguientes tipos (Máxima, 2020):

- **Rizópodos:** se caracterizan por desplazarse mediante pseudópodos, es decir, formando “dedos” con el citoplasma y la membrana plasmática que se proyectan hacia adelante. Estas proyecciones se emplean también para capturar alimento e introducirlo al citoplasma, en un proceso llamado fagocitosis.
- **Ciliados:** Su membrana plasmática está rodeada de cilios, es decir, filamentos similares, pero más pequeños y numerosos que los flagelos, que sirven para movilizar a la célula.
- **Flagelados:** Están dotados de uno o más flagelos, o sea, “colas” que permiten impulsar la célula y movilizarla.
- **Esporozoos:** Se trata de parásitos, carentes de movilidad pero que poseen una fase de división múltiple conocida como esporulación y que son causantes de enfermedades, como la malaria.

2.1.3 Organelos de locomoción

Cilios: Los cilios son organelos característicos de los integrantes del Subphylum Ciliophora. Consisten en estructuras cilíndricas de aproximadamente 0.25μ de diámetro que se componen de un haz longitudinal de fibras microtubulares (axonema) incluidas en una membrana unitaria que continua con la membrana plasmática de la célula.

Flagelos: Los flagelos presentan una ultraestructura análoga a la de los cilios, pero con las siguientes modificaciones: en el extremo del flagelo las fibrillas centrales pueden ser más largas que las periféricas, de manera casi de la misma longitudinal.

Seudópodo: Son proyecciones temporales del citoplasma de los protozoos que no poseen una membrana exterior rígida; de acuerdo con su forma y estructura, se distinguen comúnmente cuatro tipos (Álvarez, 2017):

Lobópodos: se asemejan en su forma a un dedo cuyo extremo distal comúnmente es redondeado y que algunas veces ramifica. Estas proyecciones son temporales y se forman y retractan rápidamente.

Axópodos: son pseudópodos finos y rectos; poseen un eje central fibroso que se continúa por el interior del cuerpo del organismo hasta la membrana del núcleo único o de uno de los numerosos núcleos.

Filópodos: son proyecciones filamentosas compuestas casi exclusivamente por ectoplasma. Algunas veces pueden presentar ramificaciones.

Reticulopodios: Los reticulopodios sirven para atrapar el alimento. Se caracterizan por formar una red compuesta por unos filamentos finísimos, y de movimiento más o menos independientes.

2.1.4 Etapas biológicas

Los protozoos pueden presentar dos fases o estadios: trofozoíto y quiste (Prats, 2006):

Trofozoíto: Es la forma vegetativa activa del parásito, adaptadas a la vida parasitaria en el huésped, así el parásito se alimenta y se reproduce. En algunos tipos de parásitos, esta fase se les conoce como merozoitos o esquizoitos. Los trofozoítos son lábiles al medio ambiente.

Quiste: Es la forma de resistencia, que le permite vivir en condiciones ambientales adversas. Pueden ser de dos tipos: quistes simples, que provienen de una reproducción asexual y los ooquistes, que provienen de una reproducción sexual del parásito (cigoto).

2.1.5 Formas de reproducción

La reproducción en los protozoarios puede ser asexual y sexual. La primera es la más simple y se produce por fisión binaria longitudinal (*Trypanosoma* sp.) o transversal (*Balantidium* sp.), tras división del núcleo por mitosis, amitosis o formas intermedias. La reproducción sexual comporta la unión o singamia de dos gametos, masculino y femenino; existen diversas formas de singamia. Los dos gametos pueden ser iguales (isogamia) o no (anisogamia). Las fases sexuales y asexuales del ciclo de un protozoario pueden tener lugar en un huésped o en varios (Pumarola *et al.*, 2005).

2.1.6 Ciclo de vida y transmisión

La adaptación de un protozoario a su hospedero resulta en cambios fisiológicos y morfológicos que le permiten sobrevivir a lo largo de su ciclo de vida. Algunos protozoarios parásitos requieren de un solo hospedero (monoxenos); y otros, de varios (heteroxenos). En el último caso, un hospedero actúa como intermediario o reservorio (que transmite al parásito) y otro como hospedero definitivo (en donde ocurre la reproducción sexual y se desarrolla la patogenicidad de la enfermedad). La transmisión desde el reservorio hacia el hospedero susceptible puede darse de manera directa (por ejemplo, *Trichomonas vaginalis*), o indirecta por ingestión (*Entamoeba histolytica* y *Giardia duodenalis*), por contacto (*Naegleria* sp.) o a

través de insectos vectores (*Trypanosoma cruzi* y *Plasmodium vivax*) (Rubio *et al.*, 2017).

2.2 Clasificación taxonómica

Los protozoarios están divididos en seis Phylum: Sarcomastigophora, Apicomplexa, Ciliophora, Labyrinthomorpha, Ascetospora y Myxospora, siendo los tres primeros de importancia en la parasitología humana.

2.2.1 Phylum Sarcomastigophora

Incluye a los agentes productores de la enfermedad de Chagas, giardiasis y amibiasis. Células que se mueven por pseudópodos y flagelos. Tienen generalmente un sólo tipo de núcleo y se reproducen sexual o asexualmente.

Subphylum Sarcodina: Tienen movimiento mediante la emisión de pseudópodos. **Subphylum Mastigophora:** Son flagelados que se mueven mediante uno o más flagelos (similares a látigos) (Unzaga, 2018).

Entamoeba histolytica/ dispar

Clasificación Taxonómica

Phylum: Amoebozoa

Clase: Archamoebae

Orden: Mastigamoebida

Familia: Entamoebidae

Género: *Entamoeba*.

Morfología: *Entamoeba histolytica* y *Entamoeba dispar* son especies morfológicamente idénticas.

E. histolytica se presenta en la naturaleza en tres estadios morfológicos: trofozoítos, prequiste y quiste. El **trofozoíto** corresponde a la forma vegetativa,

móvil, que emite pseudópodos a base de material protoplásmico locomotor y se encuentra en las materias fecales recién emitidas. Tiene forma muy variable: su contorno puede ser redondo, irregular, o alargado; sus dimensiones varían entre 10 y 60 μ .

El **prequiste** es el estadio que se presenta cuando las condiciones del medio ambiente en que se mueve el trofozoíto son desfavorables para su vida. El **quiste** es la forma infectante en la naturaleza, sobrevive al suelo húmedo durante una semana por lo menos, si la temperatura fluctúa entre los 28 y 34°C, y hasta un mes, si la temperatura es de 10°C. Es esférico, y mide aproximadamente entre 5 y 20 μ m; tiene cuatro núcleos y una pared gruesa, y en ocasiones presenta una vacuola con glucógeno (Campos *et al.*, 2010).

Tamaño: Mide de 10-60 μ m.

Ciclo biológico: La parasitosis se adquiere al ingerir los quistes, que corresponden a la fase infectante para el humano. Éstos se transmiten, principalmente, a través de alimentos y bebidas contaminadas, o bien mediante otros mecanismos menos frecuentes. Cuando el quiste es ingerido, viaja por el aparato digestivo hasta el íleon. Allí desenquista, originando un protoplasto desnudo tretranucleado que da lugar a ocho trofozoítos metaquísticos. Éstos migran al ciego y se adhieren a la mucosa intestinal. Los trofozoítos pueden invadir la mucosa intestinal y producir desde síntomas leves hasta disentería grave.

Entamoeba coli

Clasificación Taxonómica

Phyllum: Amoebozoa

Clase: Archamoebae

Orden: Mastigamoebida

Familia: Entamoebidae

Género: *Entamoeba*

Morfología: Se trata de la ameba intestinal no patógena que, posiblemente, menos dificultades de reconocimiento morfológico presenta, sobre todo bajo la forma de quiste maduro. En el estadio de trofozoíto en fresco, presenta poca movilidad y sin marcada direccionalidad, emitiendo pseudópodos romos y cortos, no hialinos, y sin evidenciar una marcada diferenciación ecto y endoplasmática. Con frecuencia, el núcleo es visible en preparaciones sin teñir. Cuando se somete a tinción se observa un cariosoma irregular, no compacto, de gran tamaño, a menudo de localización excéntrica y rodeado por un halo de material sin teñir. La cromatina perinuclear tiene forma de gránulos gruesos, de tamaño y distribución irregulares. No obstante, algunos trofozoítos pueden presentar núcleos con cariosoma central y cromatina periférica uniforme. Los quistes en su mayor parte son esféricos, pero pueden ser ovoides y la pared quística es muy refráctil. Los quistes maduros suelen tener 8 núcleos. El citoplasma de los quistes inmaduros contiene una gran masa de glucógeno con los núcleos desplazados hacia los lados del quiste, mientras que el de los maduros presenta aspecto granular, pudiendo contener glucógeno difuso. Los cuerpos cromatoidales suelen tener forma de astilla y más raramente acintada o filiforme, con los extremos irregulares.

Quiste y trofozoíto: El trofozoíto mide de 15 - 50 μm con movimientos lentos por pseudópodos, endoplasma con vacuolas digestivas. El prequiste expulsa alimentos no digeridos, y es de contorno más esférico. Los quistes miden 10 a 35

µm. Posee una membrana protectora, con hasta 8 núcleos, y presencia de cromídias (Figueredo, 2013).

Ciclo biológico: La infección se inicia por la ingestión de agua o alimentos contaminados con materia fecal conteniendo quistes (Saura, 2012).

Iodamoeba butschlii

Clasificación Taxonómica

Phyllum: Amoebozoa

Clase: Archamoebae

Orden: Entamoebida

Familia: Entamoebidae

Género: *Iodamoeba*

Morfología: Los trofozoítos presentes en el intestino se alimentan de otros microorganismos como bacterias y levaduras. Poseen ligera motilidad por sus pseudópodos hialinos. Se pueden observar con tinción de hematoxilina férrica y tricrómica. El tamaño de los trofozoítos varía de 6 a 25 µm. El citoplasma presenta un solo núcleo, además de inclusiones que le dan un aspecto granular (Iglesias-Osores, 2018).

Ciclo biológico: Al igual que ocurre con muchas amebas que no son patógenas, el ciclo de vida de *Iodamoeba bütschlii* es de tipo directo (monoxénico). Esto quiere decir que, para su desarrollo, este parásito solo requiere de un huésped: el ser humano. Los quistes son la forma infectiva de este protozooario, los cuales son ingeridos por el individuo. A través del tránsito intestinal, recorren el tracto digestivo hasta que llegan al lugar ideal para su desarrollo: el colon,

específicamente en el ciego. Allí ocurre la ruptura del quiste y el consiguiente desarrollo de la forma vegetativa, el trofozoíto. Estos emprenden su proceso de reproducción, dando origen a nuevos quistes, los cuales son liberados del huésped a través de las heces (López, 2019).

Giardia lamblia/G. duodenalis/G. intestinalis

Clasificación Taxonómica

Phylum: Sarcomastigophora

Subphylum: Mastigophora

Clase: Zoomastigophora

Orden: Diplomonadida

Familia: Diplomonadidae

Morfología: Trofozoíto piriforme, con dos axonemas que le otorgan la simetría bilateral; dos cuerpos curvos llamados “cuerpos parabasales o medianos” situados en la porción posterior. Región dorsal convexa y ventral cóncava. Dos núcleos con cariosoma (endosoma) grande y de posición central sin cromatina periférica. Disco adhesivo en su cara ventral ocupando más de la mitad de la superficie y ocho flagelos (dos anteriores, dos posteriores, dos ventrales y dos caudales), cuya función es la motilidad celular (Unzaga, 2018).

Tamaño: Variación 10-20 μm / usual 12-15 μm .

Quiste: Forma ovalada, con dos a cuatro núcleos en un extremo y restos flagelares. Cuerpos parabasales o medianos duplicados con respecto al trofozoíto. Tamaño: variación 8-19 μm / usual 10-12 μm .

Ciclo biológico: Los quistes infectivos son expulsados junto con las heces. Al ser ingeridos por un hospedador susceptible (hombre y otros mamíferos), llegan al duodeno donde se disuelve la pared quística, dando lugar a un organismo tetranucleado que se divide inmediatamente en dos trofozoítos binucleados, los cuales viven adheridos a las microvellosidades intestinales por medio de los discos adhesivos, provocando irritación mecánica y malabsorción de grasas, vitamina A y B12 y azúcares. En las infecciones sintomáticas, las heces son diarreicas, acuosas, amarillentas, esteatorreicas (con abundantes grasas). En los pacientes con infección intensa se pueden presentar dolor abdominal, flatulencias, vómitos y pérdida de peso. En casos crónicos puede afectar el crecimiento y estado nutricional de los niños afectados, por cuanto provoca retardo lineal del crecimiento. Las infecciones leves pueden cursar en forma asintomática (Unzaga, 2018).

2.2.2 Phylum Apicomplexa

Donde se encuentran los agentes productores del paludismo, toxoplasmosis y coccidiosis. A los organismos del Phylum Apicomplexa se les conoce también como esporozoos o coccidios. Dentro de este grupo se encuentra *Toxoplasma gondii*, así como otros parásitos de máxima importancia como *Plasmodium* sp., *Cryptosporidium* sp., *Eimeria* sp. e *Isospora* sp. Estos microorganismos unicelulares presentan en su extremo apical un sistema de organelos que produce sustancias que favorecen su penetración en las células del organismo anfitrión, convirtiéndose en parásitos intracelulares. Son protozoos que presentan en alguno de sus estadios, una estructura denominada complejo apical (solo visible al microscopio electrónico) y que generalmente está formado por anillos polares, roptrias, micronemas, conoide y microtúbulos subpeliculares.

***Cryptosporidium* spp.**

Clasificación taxonómica:

Phylum: Apicomplexa

Clase: Sporozoa

Orden: Eucoccida

Familia: Cryptosporiidae

Morfología: Ooquistes de pared gruesa ácido-alcohol resistentes de 4 μm a 6 μm de diámetro con cuatro esporozoítos libres en su interior.

Ciclo biológico: Ciclo directo o monoxeno. Comienza cuando el hospedador ingiere los ooquistes esporulados. Tras la ruptura del ooquiste, los 4 esporozoítos liberados penetran en la célula hospedadora iniciando la etapa de reproducción asexual (merogonia). Luego de dos generaciones sucesivas, los merozoítos de segunda generación comenzarán a desarrollar la etapa de reproducción sexual (gametogonia) dando origen a la formación de los gametos masculinos o microgametocitos y gametos femeninos o macrogametocitos, que luego de la fecundación formarán un huevo o cigoto (ooquiste no esporulado). Por último, durante la maduración del ooquiste (esporogonia), se formarán los ooquistes esporulados o infectantes.

Localización: Parasita las microvellosidades del epitelio gastrointestinal de una gran variedad de hospedadores vertebrados, incluido el hombre. Los estados endógenos se sitúan en el borde luminal de los enterocitos, localización que se ha definido como intracelular, pero extracitoplasmática. El principal signo clínico es la diarrea, asociada a la excreción de un gran número de ooquistes en las heces.

Epidemiología: La transmisión de la criptosporidiosis es fecal-oral, directa o indirectamente a través del agua contaminada o alimentos como frutas y verduras mal lavadas. Los ooquistes son muy resistentes a los desinfectantes comunes y pueden permanecer infectantes por largos períodos de tiempo en el ambiente (Unzaga, 2018).

Cyclospora cayetanensis

Clasificación taxonómica:

Phylum: Apicomplexa

Clase: Conoidasida

Orden: Eucoccidiorida

Familia: Eimeriidae

Es otro coccidio intestinal, ácido resistente, cuyos ooquistes miden 8-10 μm , el doble de tamaño de los de *Cryptosporidium* sp. Se transmite por vía oral principalmente, a través de aguas o vegetales contaminados. Se reproduce en el intestino delgado. La infección puede ser asintomática o puede causar diarrea, más intensa y prologada en pacientes con SIDA. Predomina en países en vía de desarrollo, pero se han descrito epidemias en EE. UU. y otros países industrializados, por consumo de alimentos, principalmente frambuesas importadas de zonas endémicas (Restrepo y Botero, 2012).

***Isospora* sp.**

Clasificación taxonómica

Phylum: Apicomplexa

Clase: Conoidasida

Orden: Eucoccidiorida

Familia: Eimeriidae

Género: *Isospora*

Morfología: Los coccidios se identifican a nivel de especie por la estructura de su ooquiste esporulado. En las heces recién emitidas los ooquistes son ovalados y, generalmente, contienen uno o dos esporontes inmaduros. El ooquiste maduro, que a su vez incluye dos esporoquistes con cuatro esporozoítos cada uno, aunque se desarrolla en el medio externo, puede ocasionalmente observarse en las heces, siendo la forma infecciosa para el hombre (Neira, 2010).

Tamaño: Ooquistes de 20-33 μm x 10-19 μm de ancho.

Ciclo biológico: El hombre es el único hospedador conocido de *I. belli*, aunque se desconoce si algunos animales pudieran actuar como hospedadores paraténicos, lo que explicaría su transmisión por un mecanismo distinto a la contaminación fecal del agua o alimentos en áreas con adecuadas condiciones sanitarias. Los quistes son muy resistentes a las condiciones medioambientales, pudiendo permanecer viables durante meses en ambientes frescos y húmedos (Neira, 2010).

2.2.3 Phylum Ciliophora

Protozoos que poseen una infraciliación y al menos alguna vez en su ciclo vital, cilios en la superficie, los ciliados forman parte de las cadenas tróficas, habitan en ambientes acuáticos dulceacuícolas tanto en sistemas lénticos y lóticos (lagos, estanques, ríos, cascadas), salobres (estuarios, lagunas costeras), lagos salinos (lagos cráter), marinos (playas, mar abierto, glaciares, profundidades oceánicas), terrestres (suelos, musgos, hojas, agua del tanque de las bromelias) y en sistemas de tratamiento de aguas residuales. Forman parte consistente del bentos y constituyen una fracción importante de la biomasa del plancton. Así mismo, establecen una gama amplia de simbiosis como la foresis, parasitismo, mutualismo y comensalismo. Sus hospederos corresponden a animales

(invertebrados y vertebrados) y plantas; la única especie parásita del humano es *Balantidium coli*, pero existen numerosas especies parásitas de vertebrados e invertebrados capaces de diezmar las poblaciones y causar diversas afecciones. También se conocen especies de ciliados que son parásitas de otros ciliados, como en el caso del suctor *Sphaerophrya canelli*.

Balantidium coli

Clasificación taxonómica

Phyllum: Ciliophora

Clase: Litostomatea

Orden: Trichostomatida

Familia: Balantidiidae

Género: *Balantidium*

Morfología: El trofozoíto mide de 50 a 200 μm de longitud y de 40 a 70 μm de anchura, que afecta principalmente al colon y tiene un comportamiento clínico semejante al de la amebiasis. El quiste es esférico u ovoide, de 40 a 60 μm de diámetro, y tiene un color amarillo verdoso. Ambos estadíos pueden reconocerse fácilmente mediante el examen microscópico de heces diarreicas (Hendrix, 1999).

Ciclo biológico: La infección se produce por la ingestión de quistes fecales; el cerdo es el hospedador específico (prevalencia hasta 60-100% en algunas zonas tropicales; 2.5% de eliminadores de quistes), de manera que la introducción de una explotación suele ocurrir por portadores asintomáticos, aunque también pueden intervenir el hombre, antropoides (más sensibles que el hombre, incluido el gorila), perros (dudoso en algunos casos), gatos, ratas, ratones, etc. En sentido contrario, el cerdo puede ser origen de infección para estas especies. Experimentalmente pueden infectarse fácilmente conejos y cobayos, alimentados con raciones ricas en hidratos de carbono (Cordero, 2002).

2.3 Transmisión de parásitos en el ambiente

El medio ambiente tiene un papel vital en la distribución de los parásitos debido a las múltiples condiciones y factores que determinan su viabilidad, facilitando o impidiendo el desarrollo de los parásitos. Cada especie de parásito requiere unas determinadas condiciones del medio para desarrollarse, expandirse y propagarse (Gállego, 2007). Los parásitos pueden diseminarse en: aguas contaminadas, suelos, artrópodos, animales domésticos, de personas a persona, auto infección en sitio, por el viento, etc. (Costamagna, 2008).

2.3.1 El agua como vehículo de transmisión parasitaria:

Los riesgos para la salud relacionados con el agua más comunes y extendidos son las enfermedades infecciosas ocasionadas por agentes patógenos como bacterias, virus y parásitos (por ejemplo, protozoos y helmintos). La carga para la salud pública es función de la gravedad de la enfermedad o enfermedades relacionadas con los agentes patógenos, de su infectividad y de la población expuesta, por lo que pueden ocurrir brotes esporádicos significativos de enfermedades (Paredes *et al.*, 2016). La presencia o aumento de bacterias, parásitos, virus y hongos en el agua surge usualmente por efecto directo o indirecto de cambios en el medio ambiente y en la población tales como urbanización no controlada, crecimiento industrial, pobreza, ocupación de regiones antes deshabitadas y la disposición inadecuada de excretas humanas y animales. Los cambios relacionados con las actividades antropogénicas se ven reflejados directamente en el entorno y, por consiguiente, en el recurso hídrico. Las principales actividades que favorecen la

contaminación de aguas son las agropecuarias como movilización de animales, cultivos, abonos orgánicos mal procesados y disposición inadecuada de aguas residuales que afectan la calidad microbiológica de las fuentes de agua (Ríos *et al.*, 2017).

En los países en desarrollo, el 80% de las aguas residuales se descargan sin tratamiento directamente a los cuerpos de agua, los cuales reciben de 300 a 400 toneladas al año de residuos industriales. La contaminación del agua contribuye a la degradación de los ecosistemas, pérdida de biodiversidad y desarrollo de enfermedades y ocasiona, la muerte de aproximadamente 3.5 millones de personas anualmente. Los protozoos patógenos más encontrados en aguas contaminadas son: *Giardia intestinalis*, *Entamoeba histolytica*, *Balantidium coli*, *Toxoplasma gondii*, *Blastocystis spp.*, *Enterocytozoon bieneusi*, *Encephalitozoon intestinalis*, *Cryptosporidium spp.* y algunas otras especies de coccidias como *Cystoisospora belli* y *Cyclospora cayetanensis* (Ríos *et al.*, 2017).

Las formas parasitarias de transmisión: quistes, ooquistes, huevos y larvas, se eliminan por las heces o la orina, las mismas u otras formas de transmisión son también eliminadas por los animales que albergan parásitos antropozoonóticos, es decir que pueden ser transmitidos de los animales al hombre y viceversa. Al respecto y en determinadas especies de especial importancia para la transmisión hídrica como *Giardia sp.*, microsporidios o *Cryptosporidium sp.*, tanto el hombre como los animales domésticos pueden estar parasitados por especies o cepas comunes, indistintamente capaces de infectar al hombre o a los animales, saltando de unos a otro, según que la ocasión lo propicie. Las formas parasitarias de los protozoos, quistes u ooquistes y trofozoítos son en su mayoría retenidos en el proceso de filtración de los sistemas de tratamiento y algunos son resistentes a la cloración (ooquistes). Son causantes de enfermedades diarreicas en las especies que parasitan y en algunas ocasiones, son organismos oportunistas causantes de

enfermedades graves e incluso la muerte en niños, ancianos y pacientes inmunocomprometidos (WHO, 2017).

Indicadores microbiológicos de calidad del agua

Los indicadores microbiológicos de calidad del agua son organismos que tienen un comportamiento similar a microorganismos patógenos cuya procedencia, concentración, hábitat y reacción a factores externos es la de la mayoría. Su presencia determina la existencia de patógenos y permite comparar sus reacciones a cambios de pH y temperatura o aplicación de medios físicos o químicos de desinfección, con la ventaja de ser más fácilmente cultivables o identificables, y económicamente factibles. Requieren la identificación y cuantificación de microorganismos por índices de diversidad ajustados a intervalos que califican la calidad del agua y, aunque la información microbiológica obtenida a partir de su análisis no reemplaza los análisis fisicoquímicos, reduce costos y aporta información en el monitoreo de la calidad del agua (Ríos, 2017).

Un microorganismo indicador de contaminación fecal debe reunir las siguientes características:

- Ser un constituyente normal del microbiota intestinal de individuos sanos.
- Estar presente de forma exclusiva, en las heces de animales homeotérmicos.
- Estar presente cuando los microorganismos patógenos intestinales lo están.
- Presentarse en número elevado, facilitando su aislamiento e identificación.
- Debe ser incapaz de reproducirse fuera del intestino de los animales homeotérmicos.
- Su tiempo de supervivencia debe ser igual o un poco superior al de los patógenos, su resistencia a los factores ambientales debe ser igual o superior al de los organismos de origen fecal.

- Debe ser fácil de aislar y cuantificar.
- No debe ser patógeno.

Debido a la gran dificultad para determinar la presencia de todos los microorganismos patógenos implicados en los procesos de contaminación ambiental y la necesidad de hacer una evaluación rápida y fiable de la presencia de éstos, se ha planteado la necesidad de trabajar con determinados grupos de indicadores (Pulido *et al.*, 2005).

2.3.2 Protozoos parásitos

En el tracto digestivo de gran parte de la población humana coexisten varios protozoos que incluyen amebas, flagelados, coccidios y ciliados. Muchos de estos microorganismos son reconocidos como comensales: *Entamoeba coli*, *Endolimax nana* y *Trichomonas hominis*, mientras que *Ent. histolytica*, *Ent. hartmanni*, *Iodamoeba buetschlii*, *Dientamoeba fragilis*, *Giardia intestinalis*, *Cryptosporidium parvum* y *Balantidium coli* se consideran como protozoarios patógenos. También hay otras especies de protozoos que pueden causar desórdenes gástricos tanto en individuos inmunosuprimidos como inmunocompetentes: *Cyclospora cayetanensis*, *Isospora belli*, *Chilomastix mesnili*, *Blastocystis hominis* (Solarte, 2006).

Los protozoos intestinales patológicos que parasitan al ser humano son causa de morbilidad, malnutrición y mortalidad, especialmente en niños, la *Entamoeba histolytica* es el agente causal de la amebiasis, causa la muerte de 40.000-100.000 personas cada año en todo el mundo (Lozano *et al.*, 2012). Mientras que *Giardia duodenalis* es la infección intestinal por protozoos más frecuente, con un estimado de 280 millones de casos anuales a nivel mundial (Lane *et al.*, 2002). Hay dos

protozoos cuya presencia en el agua es motivo de gran preocupación: *Cryptosporidium* sp. y *Giardia* sp. que son parásitos que infectan a todos los mamíferos y han sido problema importante en salud pública causando epidemias de diarrea, tanto en humanos como en animales; *Cryptosporidium parvum* es el parásito que ha causado significativas infecciones en humanos, especialmente en personas inmunosuprimidas; *Giardia* sp. es un protozoo del cual se han tenido reportes desde el comienzo del siglo pasado, se han establecido factores de riesgo para humanos y mascotas (Hernández, 2012). La giardiosis y la criptosporidiasis son actualmente los dos mayores problemas de salud pública relacionados con el agua y pueden ser consideradas como enfermedades emergentes (Doménech, 2003).

2.3.3 Transmisión de helmintos en el ambiente

Los helmintos son eucariotas, pluricelulares con reproducción sexuada durante el estadio adulto y con un tamaño variable que oscila entre décimas de milímetros a varios metros. Se dividen en: nemátodos o gusanos redondos como las lombrices intestinales (*Ascaris lumbricoides*), y los platelmintos o gusanos planos como las tenias (*Taenia solium*) y las duelas (*Fasciola hepática*). Los nemátodos son gusanos de morfología cilíndrica y no segmentados. Los platelmintos se clasifican en céstodos y tremátodos según tengan el cuerpo segmentado o no. Los céstodos son gusanos planos, de cuerpo característicamente acintado y dividido en segmentos. Por otro lado, los tremátodos se pueden diferenciar en dos grupos en relación con la patología humana: los distomidos y los esquistosomidos (Vicuña, 2019).

Los helmintos o gusanos que parasitan el intestino humano son importantes agentes de morbilidad y causa de mortalidad en amplias poblaciones de diversas regiones del planeta. Algunas de las afecciones que éstos pueden provocar son:

Taeniosis: Se producen en el hombre por cestodos de las especies *Taenia solium* y *T. saginata*, generan un cuadro clínico habitualmente asintomático, pero en algunos casos puede haber diarrea; el diagnóstico de teniasis se efectúa por el hallazgo macroscópico de los proglótidos grávidos, que son arrojados junto con la materia fecal y para su diagnóstico deben ser atrapados mediante tamiz o cedazos (método del tamizado de 24 horas).

Hymenolepiosis: Dentro de los gusanos acintados o céstodos más pequeños que parasitan al hombre se encuentran *Hymenolepis nana* y *H. diminuta*, la primera con 2.5 cm de longitud y escólex armado, la segunda con 60 cm de longitud y escólex sin ganchos. La infección del hombre por estos céstodos es por lo regular

asintomática; sólo si la cantidad de gusanos es elevada, se presenta enteritis, diarrea, dolor abdominal y vómito.

Fasciolosis: Es producida en el hombre por el tremátodo *Fasciola hepática*, parásito que afecta principalmente al ganado ovino y vacuno; sin embargo, en ocasiones se presenta también en el hombre, cuando éste ingiere alimentos contaminados con metacercarias que son la forma infectante del parásito. Durante la migración del parásito hacia la fase adulta, provoca una serie de trastornos al organismo dependiendo del sitio por el que va pasando, tales como fiebre, náuseas, vómito, cólico biliar, dispepsia, diarrea con periodos de constipación, ictericia, leucocitosis con eosinofilia elevada, hipergammaglobulinemia y ya en la fase hepática puede haber obstrucción biliar por los adultos, cirrosis y anemia.

Schistosomiosis: Enfermedad parasitaria conocida también como biliarziosis, producida en el hombre por el tremátodo *Schistosoma mansoni* el cual, entre otros síntomas y signos, produce diarrea sanguinolenta y obstrucción intestinal en fases avanzadas de la enfermedad. El diagnóstico de la parasitosis se basa fundamentalmente en el hallazgo e identificación de los huevos que pone el parásito y que salen con las heces, lo que caracteriza principalmente a los huevos de *S. mansoni* es la presencia de un espolón lateral, miden de 115-175 μ .

Trichuriasis: *Trichuris trichiura* nombrado comúnmente tricocéfalo, es el nemátodo que causa en el hombre la enfermedad parasitaria conocida como tricocefalosis y que resulta de ingerir huevos embrionarios de dicho parásito. La infección es asintomática si hay pocos gusanos, pero cuando éstos se incrementan de manera importante se presenta cefalea, anorexia, anemia, vómito, meteorismo, diarrea con cuadros disenteriformes y, en casos extremos, prolapso rectal.

Ascariosis: *Ascaris lumbricoides* es uno de los gusanos redondos más grandes que parasitan el intestino delgado del hombre, produce manifestaciones clínicas

diversas dependiendo de la fase de desarrollo y sitio anatómico donde se encuentre, ya que las larvas del parásito al pasar por el hígado y pulmones, pueden originar hepatomegalia y síndrome de Löeffler, con tos, disnea, neumonitis, infiltrados respiratorios, fiebre y eosinofilia elevada, y ya como gusanos adultos al encontrarse en el intestino delgado, que es su hábitat natural y dependiendo del número de éstos, habrá náuseas, vómitos, diarrea, pérdida de peso, dolor abdominal tipo cólico, etc. En los casos más graves se suele presentar oclusión intestinal y vólvulus intestinal.

Uncinariasis: Dos agentes etiológicos principales producen esta enfermedad en el hombre, *Necator americanus* y *Ancylostoma duodenale*. Los cuadros clínicos son muy similares, destacándose entre otros síntomas y signos, la diarrea con melena o sangre oculta. Los huevos miden 50-60 micras de longitud por 40 de ancho, al momento de su eliminación en la materia fecal, están blastomerizados y con una cubierta transparente, lo cual les confiere un aspecto característico cuando se les observa al microscopio.

Strongyloidosis: Esta enfermedad se adquiere por la penetración de larvas filariformes a través de la piel, las cuales alcanzan el torrente circulatorio, corazón y pulmón para llegar a intestino delgado, en donde se desarrollan hasta adultos machos y hembras. El parásito a su entrada al organismo produce dermatitis al pasar por la piel, neumonitis eosinofílica a su paso por los pulmones y a nivel intestinal, ya cuando adulto, produce duodenitis, diarrea con moco, meteorismo, náuseas, esteatorrea y melena.

Trichinellosis: Afecta a un gran número de animales antes que, al hombre, como cerdos, ratas, jabalíes, zorros, etc. El hombre adquiere la parasitosis al ingerir carne de cualquiera de estos animales que contenga larvas de *Trichinella spiralis* enquistadas en sus músculos, las cuales al llegar al estómago y duodeno se

desenquistan para transformarse en adultos machos y hembras que copulan y la hembra fecundada se introduce en la mucosa intestinal, para depositar a sus larvas hijas, las cuales vía mesentérica llegan al torrente circulatorio para diseminarse a todo el organismo y posteriormente enquistarse principalmente en los músculos estriados (Zavala *et al.*, 2002).

2.3.4 El aire como vehículo de transmisión parasitaria

El aire no posee microorganismos propios, pero se conoce que éstos son capaces de crear estructuras especializadas que les ha permitido resistir y sobrevivir en este medio. Son capaces de dispersarse en ambientes exteriores e interiores gracias a las corrientes de aire, las cuales se encargan de recoger los microorganismos presentes en otros ambientes naturales como el suelo, el agua, las plantas y el microbioma del ser humano. Además, algunas actividades industriales, comerciales, sociales y de movilidad vial, han contribuido a la producción de desechos biológicos, físicos y químicos, emitiendo material particulado los cuales ayudan al camuflaje de los microorganismos y a la dispersión de éstos (Camacho-Suárez *et al.*, 2015).

Los microorganismos pueden ser transportados rápidamente, en forma de bioaerosoles, a través de grandes distancias con el movimiento del aire que representa el mejor camino de dispersión. El transporte se realiza sobre partículas de polvo, fragmentos de hojas secas, piel, fibras de la ropa, en gotas de agua o en gotas de saliva eliminadas al toser, estornudar o hablar (De la Rosa *et al.*, 2002). Los bioaerosoles son partículas de tamaño microscópico suspendidas en el aire, bien de origen biológico o que puedan afectar a los seres humanos causándoles algún tipo de alergia, toxicidad o infección. Los bioaerosoles pueden estar constituidos por virus, bacterias, parásitos, esporas, polen y en general, cualquier resto de microorganismos con un diámetro aerodinámico comprendido entre 0.5 y 100 μm . El tamaño de los protozoos hace que su presencia en los bioaerosoles sea menos frecuente, ya que tienden a sedimentar rápidamente. Si existieran evidencias de que algún tipo de problema se puede relacionar con organismos patógenos de este grupo y se deberían analizar sus reservorios (humidificadores, aguas estancadas y otros), para poder determinar el origen de los problemas y eliminar los focos de contaminación. Cada morfotipo se comporta de manera

diferente, frente a los factores ambientales, por ejemplo, las temperaturas bajas impiden el crecimiento de muchos; mientras que otros pueden reproducirse sin ningún problema, situación que muestra el grado de complejidad que representa conocer exactamente el comportamiento de ellos en el aire.

2.4 Parasitismo por protozoos en América Latina

Las parasitosis están ampliamente distribuidas en todo el mundo y constituyen uno de los grandes problemas de salud pública que afecta principalmente a los países en desarrollo. En América Latina tienen una prevalencia elevada e inalterada a través del tiempo, ya que existe una endemidad estable en las parasitosis que es el resultado de un proceso dinámico de reinfecciones repetidas. La frecuencia de estas en la población dependerá de la presión de infección y de la susceptibilidad del hospedero. La OMS la considera una de las principales causas de morbilidad, estrechamente ligada a la pobreza y relacionada con inadecuada higiene personal como también a la utilización de alimentos crudos, falta de servicios sanitarios, falta de provisión de agua potable y de contaminación fecal del ambiente, infecta a personas de todas las edades, pero la sufren principalmente los niños, a quienes les causa trastornos en el crecimiento y desarrollo (Benavides, 2012).

En Latinoamérica se estima que la prevalencia general del parasitismo depende de la zona de estudio y puede llegar hasta un 90%, ésta elevada cifra porcentual se encuentra asociada principalmente a deficientes hábitos de higiene expresados en condiciones propicias para la contaminación fecal. Se ha observado que las condiciones sanitarias y socioeconómicas tales como, la pobreza, el bajo nivel educativo, hacinamiento, y creencias relacionadas a las prácticas de salud tradicional, así como la presencia de animales domésticos en la casa y la

contaminación fecal del agua y suelo; han sido reportados como factores asociados para presentar parasitosis intestinal (Murillo *et al.*, 2020). En cuanto a epidemias por *Cryptosporidium* sp. se determinó que en Brasil más de 18.7% de las diarreas en infantes se debían a *C. parvum*; en algunos países latinoamericanos se han establecido cifras de prevalencia así, Argentina 3.9%, Costa Rica 4.3%, Venezuela 10.8%, Ecuador 11.2%, Guatemala, 13.8% y 16.7% en Haití. En Colombia se encontró una prevalencia de 83.3% determinada por serología, mientras que por edades se determinó que en el grupo de 0 a 14 años existe una prevalencia de 10.7%, de 15 a 30 años de 20% y en mayores de 30 años de 28.3% (Solarte, 2006). Algunos estudios realizados en países de América Latina señalan que el 12% de la población infantil presenta altas tasas de prevalencia de *Giardia* spp. como en Colombia donde se encontró una prevalencia del 58% (Lozano *et al.*, 2009). Las infecciones causadas por *Giardia lamblia* tienen mayor incidencia en lugares tropicales y subtropicales, y tienen más prevalencia en niños y adultos mayores, impidiendo el crecimiento y el desarrollo del sistema inmunológico, y se determinó el 12.8% de prevalencia en niños, siendo *Giardia lamblia* el protozoo más frecuente (Giraldo *et al.*, 2009).

Parasitismo por helmintos en América Latina

Se estima que un billón de personas de regiones de América Latina, están infectadas por una o más especies de helmintos de los cuales 300 millones padecen de morbilidad o deficiencia permanente grave, causando 10000-135000 muertes por año (Lustigman *et al.*, 2012; OPS, 2007). Según estimaciones recientes, 1221-1472 millones de personas están infectadas con *Ascaris lumbricoides*, 795-1050 millones con *Trichuris trichiura*, 740-1300 millones con *Necator americanus* / *Ancylostoma duodenale* y 30-100 millones con

Strongyloides stercoralis (Olsen *et al.*, 2009). El riesgo de presentar parasitosis intestinales se ve potencializado por el difícil acceso al agua potable, inadecuado saneamiento, escasos ingresos económicos de las familias y a limitaciones en el acceso a los servicios de salud. Por tanto, son un problema relacionado con las condiciones de vida de la gente. El contexto socioeconómico y cultural de estas infecciones juega un papel importante al que no se le ha prestado suficiente atención dado el potencial impacto que tiene sobre el control de las parasitosis intestinales (Díaz, 2013).

2.5 Bahía de Panamá

La zona costera es la mayor agregación de recursos ambientales y sistemas físicos en comparación con cualquier otro tipo de unidades biogeográficas. Está compuesto por la interacción de componentes bióticos y abióticos; como el suelo, bosques, humedales, manglares, aguas costeras, los estuarios y aguas interiores, recursos naturales e hidrocarburos y recursos hidrobiológicos del mar. Una de las características fundamentales de la zona costera y sobre todo de sus ecosistemas asociados, es su papel en la reproducción, crianza, crecimiento y protección de muchos organismos que utilizan a estos ecosistemas y las áreas litorales para ello. El mayor porcentaje de los mariscos consumidos, provienen de las zonas costeras (ostión, camarón, jaiba, langostino, diversas almejas y una gran cantidad de peces) (Vega, 2020). La zona costera de la Bahía de Panamá se encuentra en el Océano Pacífico, está ubicada en la provincia de Panamá, cuenta con una latitud 8.8333° o 8° 50' norte y -79.25° o 79° 15' oeste. Este cuerpo de agua tiene dos islas interiores: Taboga y Chepillo. Cuenta con una longitud de 96 km y un ancho máximo de 35 km. Esta zona marino-costera de Panamá tiene una gran importancia a nivel nacional, hemisférico y mundial para la conservación de

varias especies que dependen de la ancha franja intermareal (más de 2 km de ancho en marea baja en algunas zonas), los estuarios, manglares, y lagunas y llanuras de inundación detrás de ellos. Es importante resaltar que todos estos ecosistemas funcionan como una sola unidad ecológica, donde los manglares tienen una condición de ecotono al compartir elementos tanto marinos como terrestres. La relación de los procesos hidrológicos, limnológicos y ecológicos que ocurren en cada uno de ellos están estrechamente relacionados con lo que ocurre en los demás (Rivera, 2008). Desde 2003 es considerado un sitio Ramsar o humedal de importancia internacional para el hemisferio occidental mediante MiAmbiente (antiguamente ANAM), ubicado al este de la Ciudad de Panamá, sobre la costa del Océano Pacífico y el sitio comprende bajos intermareales de lodo divididos por varios estuarios, manglares, bosques inundables, ciénagas y lagunas de agua dulce. Es reconocido por ser un punto de parada importante para las aves playeras migratorias: durante un sitio se han contado hasta 360000 individuos y se estima que entre 1 y 2 millones de aves se detienen allí durante la migración (Ramsar, 2020).

El sitio alberga el 8% de la población mundial del playero occidental *Calidris mauri*, con registros de más de 280000 individuos; 20% de la del chorlo semipalmeado *Charadrius semipalmatus*; y más del 1% de las poblaciones biogeográficas del playero semipalmeado *Calidris pusilla*, playero de alas blancas *Catoptrophorus semipalmatus*, zarapito trinador *Numenius phaeopus*, agujeta gris *Limnodromus griseus*, y el chorlo gris *Pluvialis squatarola*. Se cuentan varias especies amenazadas en el lugar, incluyendo al hormiguero gigante *Myrmecophaga tridactyla*, el tapir centroamericano *Tapirus bairdii*, el cocodrilo americano *Crocodylus acutus*, la tortuga cayuma *Caretta caretta* y el “negrito” *Annona spreguei*, árbol endémico. La pesca y la agricultura son las principales actividades humanas en el área, pero dada su proximidad a Ciudad de

Panamá, las presiones del desarrollo urbano se han incrementado, así como la contaminación por la descarga de aguas negras al mar. Diversas actividades investigativas con aves playeras se han realizado en el sitio, y éste fue recientemente declarado como Área Importante para la Conservación de las Aves o AICA (Burica Press, 2021). Se seleccionó esta área para este estudio, debido a la ubicación estratégica, fácil acceso y a la poca información que existe referente a presencia de protozoos en esta zona.

2.6 Estacionalidad y mareas

En nuestro país contamos con dos sitios anuales; la estación seca, que va de diciembre a abril y se caracteriza por la presencia de fuertes ráfagas de vientos, predominantemente en dirección noroeste, cielo despejado, gran radiación solar. La estación lluviosa, va de mayo a diciembre, en la cual se producen las mayores lluvias en los meses de mayo y octubre, con precipitación media anual de 1789 mm. Observándose como consecuencia, los mayores flujos de agua en los diferentes ríos y quebradas que desembocan en la Bahía de Panamá durante la época lluviosa (80%-20%). Este flujo o lavado de los ríos durante 8 a 10 meses, disminuye los niveles de contaminantes. En cuanto a las mareas semidiurnas; producen dos máximos y dos mínimos niveles de marea al día (cada 24 h 50 min, o sea que cada 6 h 12 min y 30 s tenemos una marea, alta o baja). Dicha variación entre la marea alta y la baja, pueden alcanzar un máximo de 20 a 21 pies (6-7 m) de amplitud. La masa de agua involucrada (que sirve para remover las aguas contaminadas) es increíble, para que tengamos una idea, el Golfo de Panamá tiene una extensión de 150 x 250 km y por la altura de la marea, nos daría una idea de la cantidad de agua de recambio (Averza, 2002).

Objetivos

Objetivo general:

- Detectar e identificar las especies protozoos en muestras de agua y aire provenientes de la Bahía de Panamá en la estación lluviosa de 2019.

Objetivos específicos:

- Evaluar la presencia y frecuencia de protozoos parásitos en muestras de agua y aire de la Bahía de Panamá durante la estación lluviosa de 2019.
- Comparar la diversidad de protozoos parásitos en las muestras de agua y aire provenientes de la Bahía de Panamá.
- Demostrar la presencia de *Cryptosporidium sp.*, *Cyclospora sp.* y *Giardia sp* en agua y aire de la Bahía de Panamá.
- Definir cuáles son las diferencias encontradas entre cada punto de muestreo a lo largo de la Bahía de Panamá.

Hipótesis

H₁: Las muestras de agua tendrán más cantidad y variedad de protozoos que las de aire de la Bahía de Panamá.

H₀: Las muestras de agua no tendrán más cantidad y variedad de protozoos que las de aire de la Bahía de Panamá.

CAPÍTULO III

METODOLOGÍA

3.1 Área de estudio

La presente investigación se llevó a cabo en la Bahía de Panamá la cual es un gran cuerpo de agua ubicado en Panamá, específicamente al sur de la costa de la provincia de Panamá, forma parte del Golfo de Panamá, y en sus costas se encuentra la ciudad de Panamá y el acceso Pacífico del Canal de Panamá, tiene una latitud de: 8.83333 y una longitud de: -79.25.

Se fijaron 12 sitios de muestreo a lo largo de la zona costera de la Bahía de Panamá, en un tramo comprendido entre Costa del Este e Isla Flamenco.

Sitio 1: Costa del Este

Coordenadas: 9°00'45"N 79°28'21"O. Costa del Este es una zona de desarrollo inmobiliario en la ciudad de Panamá que se encuentra ubicada en el corregimiento de Juan Díaz, cerca del límite con Parque Lefevre, esta zona se encuentra muy contaminada con toneladas de basura a través de la desembocadura del río Matías Hernández.

Sitio 2: Panamá La Vieja

Coordenadas: 9°00'25"N 79°29'07"O. Este sitio de muestreo se situó al lado del centro de artesanías de Panamá Viejo, el conjunto monumental histórico de Panamá Viejo se encuentra ubicado en Ciudad de Panamá, sobre la vía Cincuentenario, en el corregimiento de Parque Lefevre (zona sureste de la ciudad capital). Las aguas en esta zona son oscuras y con menos basura.

Sitio 3: Coco del Mar

Coordenadas: 9°00'00.0"N 79°30'00.0"O. Coco del Mar es un área residencial muy exclusiva cerca de la costa del Pacífico, en las afueras de la Ciudad de Panamá. Está ubicado cerca de Panamá La Vieja, aunque Coco del Mar queda a

solo unos minutos del centro de la Ciudad de Panamá, se puede apreciar la naturaleza alrededor. Muchas garzas, pelícanos y pájaros tienen nidos en el área y se pueden observar frecuentemente pescando en las aguas cerca de las playas rocosas, es una zona de poco oleaje y aguas oscuras.

Sitio 4: Boca la Caja

Coordenadas: 8°59'00.0"N 79°30'00.0"O. Boca la caja es un asentamiento informal en el centro de Ciudad de Panamá, ubicado en el corregimiento de San Francisco y uno de los más antiguos de la ciudad, es adyacente al área de Punta Pacífica, y es una zona pesquera, sus aguas son oscuras y con poca cantidad de desechos.

Sitio 5: Club Unión

Coordenadas: 8.97°70'17'' N 79.5°10'27.0'' O. Este sitio de muestreo estuvo ubicado en el área de Paitilla, detrás del club unión, sus aguas son claras y con poca cantidad de basura.

Sitio 6: Salida del río Matasnillo

Coordenadas: 8°59'00"N 79°31'00"O. Sitio ubicado en la Avenida Balboa, del lado de la cinta costera en la desembocadura del río Matasnillo justo al comienzo de Punta Paitilla, zona con gran cantidad de basura, y aguas oscuras. El río Matasnillo cuenta con seis kilómetros de longitud que atraviesan la ciudad de Panamá, en su recorrido cruza barriadas, zonas industriales, áreas financieras, comercios, restaurantes, de sectores tales como: Dos Mares, parte de El Dorado, El Ingenio, Villa Cáceres, Miraflores, Hato Pintado, Carrasquilla, parque recreativo Omar Torrijos, El Paical, área bancaria y parte del sector de San Francisco.

Sitio 7: Hospital Santo Tomás

Coordenadas: 8°58'15"N 79°31'57"O.

Este sitio se situó a un costado del monumento Vasco Núñez de Balboa y presenta un oleaje fuerte.

Sitio 8: Mercado del marisco

Coordenadas: 8.959791210067625.

Localizado casi al final de la Avenida Balboa, en la cinta costera 2, es un sitio pesquero y sus aguas son oscuras y con mucha basura.

Sitio 9: Las Bóvedas

Coordenadas: 8°56'58"N 79°31'55"O.

Ubicado en el Casco Antiguo, a un costado de la Plaza de Francia, sus aguas son oscuras y con poca basura.

Sitio 10: Muro de los poetas

Coordenadas: 8.946760, -79.546271.

Ubicado en la cinta costera 3 cercano al Estadio Maracanã, en la avenida de los poetas, corregimiento del Chorrillo, zona con poca cantidad de basura, presenta muy pocos oleajes fuertes.

Sitio 11: Antigua ARI

Coordenadas: 8.936144, -79.544970.

Se localiza en el corregimiento de Ancón, al inicio de la calzada de Amador, cercano a las oficinas de la Autoridad de la Región Interoceánica (ARI). Las aguas de esta zona son tranquilas y casi con ausencia de basura.

Sitio 12: Isla Flamenco

Coordenadas: 8.907691, -79.518829

Este sitio se ubicó en la Isla Flamenco, en la calzada de Amador, después de las Islas Naos y Perico. Las aguas en este sitio son bastante oscuras, con muy poca basura.

3.2 Recolección de muestras

3.2.1 Muestreo de agua

A 10 m aproximadamente de la orilla (marea alta), se tomaron dos muestras en botellas de 2 L por cada sitio de muestreo, utilizando un muestreador de aproximadamente 3 m de largo, donde una de las muestras fue utilizada para la técnica de filtración y la segunda, para la técnica de sifoneo. Se conservaron las muestras en frío y luego, se trasladaron las muestras a los Laboratorios de Microbiología Experimental y Aplicada (LAMEXA) y Microbiología de Aguas (LAMA) de la Vicerrectoría de Investigación y Postgrado, Universidad de Panamá, dejando a estas en reposo por 24 h, para que una muestra de cada sitio sedimentara y posteriormente, aplicarle la técnica de sifoneo.

3.2.2 Muestreo de aire

Se utilizó un recolector de aire tipo burbujeador para la recolección de gases (Impinger), el cual es una botella usada junto con una bomba de muestreo que capta los contaminantes o partículas de aire, y se utiliza una solución que actúa como absorbente (PBS); utilizamos un Impinger de 100 mL, conectado a una bomba a una velocidad de flujo de 5 L/min durante 1 h, y se le agregó 30 mL Buffer fosfato-salina (pH 7.4) para la adherencia de partículas, para luego ser recolectado en viales de urinálisis estériles, que se conservó en frío para su posterior análisis.

3.3 Preparación de soluciones

Se prepararon 1000 mL de Buffer PBS (Phosphate Buffered Saline), pH=7.4, a partir de una solución madre al 10X, solución concentrada de Sheather, solución de lugol, carbolfucsina, alcohol ácido 3% y azul de metileno.

Solución concentrada de Sheather

Para la preparación de la solución concentrada de Sheather se disolvió el azúcar en el agua destilada, usando calor sin dejar llegar a ebullición. Filtramos con gasa. Agregamos el fenol y agitamos hasta disolución, luego lo guardamos en frasco tapado y rotulado (Tabla No1).

Solución de Lugol:

Preparamos una solución Lugol utilizando 1 g de cristales de yodo, 10 g de yoduro potásico y 100 mL de agua destilada, y procedimos a triturar los cristales de yodo del yoduro de potasio en un mortero y luego, agregamos agua destilada, para rápidamente filtrar con papel de filtro.

3.3.1 Tinciones

Tinción de Ziehl-Neelsen

Preparamos las soluciones para la tinción de Ziehl-Neelsen: azul de metileno, alcohol ácido al 3%, y carbolfucsina (Tabla No.2).

3.4 Procesamiento de muestras

3.4.1 Filtración al vacío

Se procedió a armar un sistema de filtración al vacío, y se realizó prefiltrados con filtros absorbentes, debido a la gran cantidad de sedimento de las muestras, luego se depositó cada filtro en tubos tipo Falcon de 50 ml. Mientras que, para la filtración, se utilizaron filtros de membrana de 0.45 μm que luego se depositaron en tubos tipo Falcon de 50 ml. Posteriormente, se les agregó a todos los tubos de 15 a 20 ml de PBS estéril y luego, se utilizó un vortex para despegar el sedimento de los filtros absorbentes y de membrana, donde cada tubo fue pasado a través de gasas para descartar los filtros y se transfirieron luego a tubos tipo Falcon de 15 ml.

3.4.2 Métodos de concentración de protozoos

Los trofozoítos, quistes, ooquistes, larvas y huevos pueden concentrarse por diversos procedimientos, ello permite corroborar lo hallado en el método directo y conocer la intensidad del enteroparasitismo. Estos procedimientos de concentración pueden ser: flotación, sedimentación, o por combinación de ambos métodos. En este caso se utilizaron los métodos de sedimentación y flotación.

Sedimentación

La sedimentación sencilla se basa en la concentración de elementos parasitarios por la acción de la gravedad, esto es útil para la concentración de quistes, ooquistes y huevos. Para ésta se dejamos las botellas de 2 L sedimentando por 24-48 h y pasado este tiempo, se le aplicó el método de sifoneo con mangueras, y se

les dejó un 5% de cantidad de agua, para luego, pasarlos a tubos de ensayo y llevarlos a centrifugar a 1500 rpm durante 10 minutos.

Otro método de sedimentación utilizado fue la técnica de sedimentación en formol-éter (o método de Ritchie). Este es el procedimiento más utilizado para concentrar los quistes de protozoos, huevos y larvas de helmintos parásitos.

Flotación

La flotación utiliza un medio líquido de suspensión más pesado que los parásitos y éstos suben a la superficie y pueden ser recogidos de la película superficial. La técnica utilizada fue la del método de sucrosa de Sheather.

Esta técnica se basa en la flotación de quistes, ooquistes y huevos de parásitos en una solución de azúcar que posee mayor densidad que ellos. Esta técnica es útil 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* sp, *Cyclospora* sp, *Isospora* sp, etc.

Para empezar, añadimos 2 ml de éter al tubo Falcon y centrifugamos de 1000-1500 rpm durante 3 a 5 minutos y luego descartamos el sobrenadante, agregamos 1 ml de solución concentrada de Sheather y dejamos reposar por 3 minutos hasta que se diera la formación de un menisco, luego tomamos una muestra de la superficie del menisco y la colocamos en una lámina portaobjeto, agregando Lugol y cubrimos con una laminilla para hacer la observación al microscopio.

3.4.3 Procesamiento de muestras de aire

Se filtraron las muestras con membrana de 0.45 μm y luego, se lavó el filtro con PBS, se filtró con gasa y se llevó a centrifugar a 1500 rpm durante 10 minutos.

3.4.4 Centrifugación

Se centrifugó cada tubo (los prefiltrados, filtrados, de Sifoneo y de muestras de aire) a 1500 rpm durante 10 min, se botó el sobrenadante y de esa manera, se obtuvo el sedimento, que se resuspendió con formalina en tubos tipo Eppendorf de 0,6 µl a temperatura ambiente (TA). Se procesaron 36 muestras de agua y 36 muestras de aire en total, las cuales fueron observadas al microscopio mediante montaje directo con Lugol.

3.4.5 Tinción de Ziehl-Neelsen

Utilizamos la técnica de coloración diferencial Ziehl-Neelsen para el diagnóstico confirmatorio de coccidios fijando el frotis con alcohol metílico por 5 minutos, colocamos la carbolfucsina sobre el frotis y calentamos por 5 minutos, luego lavamos con agua y decoloramos con alcohol ácido por 30 segundos o hasta que sólo quedaran trazos del color rojo. Para contrateñir se usó azul de metileno por un minuto después lavamos con agua, dejamos secar al aire y por último observamos al microscopio (Graterol *et al*, 2016).

CAPÍTULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

RESULTADOS

Al evaluar las muestras de aguas superficiales correspondientes a la Bahía de Panamá, se logró evidenciar la presencia de distintos protozoos en los 12 sitios de muestreo, el análisis abarcó 72 muestras en total, siendo 36 muestras de agua y 36 muestras de aire.

Se determinó que el 90.2 % de las especies de enteroparásitos se encontraron en las muestras de agua y sólo el 9.8 % en las muestras de aire.

De los 245 protozoos y helmintos identificados en total durante la temporada lluviosa, 215 son protozoos y 30 son helmintos es decir que el 87.7 % son protozoos y el 12.2 % son helmintos (Figura No.2).

Se identificaron en total 15 géneros diferentes de formas infectivas de protozoos y helmintos entre los cuales están: *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium* sp., *Cyclospora* sp., *Isospora* sp., *Eimeria* sp., *Entamoeba coli*., *Entamoeba histolytica*., *Balantidium coli*., *Iodamoeba* sp., *Blastocystis hominis*., *Chilomastix* sp. Adicionalmente a los protozoos, se observaron 4 tipos de helmintos como: *Ascaris lumbricoides*, *Oxyurus* sp., *Uncinaria* y *Taenia* sp. (Tabla No.3).

En cuanto a los géneros de parásito encontrado, el sitio de Panamá la Vieja fue la que tuvo mayor diversidad de géneros con 11 tipos diferentes de parásitos, mientras que el sitio de Muro de los Poetas fue la que tuvo menos tipos de géneros de enteroparásitos, con 5 géneros.

Los protozoos más frecuentes fueron los coccidios (*Cryptosporidium* sp., *Cyclospora* sp., *Isospora* sp., y *Eimeria* sp.) con 103 reportes de estadios parasitarios (42.01 %), seguido por *Giardia lamblia* con 48 reportes de estadios parasitarios (19.6%). En cuanto a los helmintos, el más frecuentemente

encontrado fue *Ascaris lumbricoides* con 20 reportes de estadios parasitarios (8.16 %) (Figura No.3).

Con respecto a los coccidios, el sitio de la Bahía de Panamá con mayor presencia de coccidios fue Costa del Este, con 11 reportes de estadios parasitarios (10.7%) y el de menor presencia fue el de Antigua ARI con sólo 6 reportes de estadios parasitarios (5.8%) (Tabla No.4).

Los protozoos encontrados en menor cantidad fueron: *Chilomastix* sp. con 2 reportes de estadios parasitarios (0.81%), y *Balantidium coli* con 1 sólo reporte de estadio parasitario (0.41%), mientras que el helminto encontrado en menor cantidad fue Uncinaria con 1 reporte de estadio parasitario (0.41%).

Se determinó que el mes de la temporada lluviosa con mayor frecuencia de protozoos fue octubre, y el de menor frecuencia fue diciembre (Figura No.5).

En relación con la parasitosis por zona, el sitio de Costa del Este presentó mayor índice de ocurrencia (11.4%) seguido por el sitio de Río Matasnillo con (10.2%) siendo Costa del Este la sitio con mayor frecuencia parasitaria durante la temporada lluviosa de 2019. Mientras que las de menor presencia parasitaria fueron: en primer lugar, el sitio de Muro de los Poetas (6.3 %) seguido por el sitio de Isla Flamenco (5.7%) (Figura No.1).

La presencia de protozoos en el aire de la Bahía de Panamá estuvo mayormente en los sitios de Costa del Este y Coco del Mar, con 2 especies de protozoos encontrados en cada área (Figura No.4).

En cuanto a los resultados estadísticos, se realizó el cálculo de los índices de diversidad para los 12 sitios de muestreo en la Bahía de Panamá, el índice de diversidad de protozoos tuvo resultados muy diferentes de un sitio con respecto al

otro, encontramos que Costa del Este se presentó con un alto índice de diversidad biológica (1.9), mientras que el sitio de Muro de los Poetas fue el que presentó el índice más bajo (0.8) (Figura No. 6).

Al analizar los índices ecológicos en los 12 sitios de la Bahía de Panamá, se observa que la tendencia geográfica en la distribución no tiene diferencias significativas ($p > 0.05$). En la tabla No.5 se colocan varios índices que indican las tendencias ecológicas de los datos: índice de dominancia, Shannon, Margaleff e índice de equitatividad. En ella se muestra que las especies no se distribuyeron equitativamente (baja equitatividad) ya que hay una alta dominancia de *Cryptosporidium* sp. sobre las otras especies.

El análisis clúster de similitud de Bray-Curtis, establece el área en 4 grupos principales, demostrando que las zonas de los extremos son más similares, al igual que la similitud que tienen los sitios en las zonas céntricas. Según éste los sitios de Costa del Este y Mercado del Marisco son las que tienen mayor similitud debido a que estos sitios de estudio tienen características similares en su composición (Figura No.7).

En el análisis de componentes principales (PCA), los componentes principales son las variables Y, y la combinación lineal de las variables observadas X. Las variables corresponden a cada uno de los parámetros en estudio, en este caso corresponden a la cantidad de protozoos y las observaciones representan los 12 sitios de muestreo a lo largo de la Bahía de Panamá; los puntos son los sitios más cercanos o que más se asemejan en cuanto a composición de abundancia de especies. Y los más lejanos son los que tienen diferente composición de especies (sitio de Costa del Este con el de Antigua ARI). Los más semejantes fueron los sitios de Muro de los poetas y Antigua ARI (Figura No.8).

DISCUSIÓN

En este estudio se demostró la prevalencia de enteroparásitos en 12 sitios de muestreo de la Bahía de Panamá, en un periodo comprendido entre octubre y diciembre de 2019, se evaluaron muestras procedentes del agua y aire. La mayor presencia de enteroparásitos se encontró en las muestras de agua siendo el 90.2 %, y en las muestras de aire se encontraron solamente el 9.8% del total de los enteroparásitos.

En un reporte realizado por la OMS (2013), acerca de enfermedades de transmisión hídrica, dentro de las que se incluyen las causadas por agentes tóxicos, o aquellas en las que los organismos causantes, cumplen alguna parte de su ciclo de vida; se encabeza en la lista las causadas por microorganismos, virus y parásitos de transmisión directa; En este estudio se pudo corroborar la presencia de parásitos que pueden causar enfermedades de transmisión hídrica.

Entre los enteroparásitos detectados están: *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium* sp., *Cyclospora* sp., *Entamoeba coli.*, *Entamoeba histolytica.*, *Balantidium coli.*, *Iodamoeba* sp., *Blastocystis hominis.*, *Chilomastix* sp. y helmintos: *Ascaris lumbricoides*, *Enterobius vermicularis*, *Taenia* sp. y Uncinaria.

Los protozoos más frecuentes fueron los coccidios (42.01 %), seguido por *Giardia lamblia* (19.6%). Solarte y col. (2006), mencionan que *Cryptosporidium parvum* y *Giardia* sp. han demostrado su infectividad e impacto negativo en la salud de miles de personas tanto en naciones industrializadas como en los países en desarrollo, ya que la mayoría de los protozoarios presentan una forma resistente a las condiciones ambientales, la aparición de nuevos patógenos demuestra la necesidad de desarrollar nuevos indicadores de calidad microbiológica.

Olivas y col. (2011), reportaron que los indicadores tradicionales bacterianos de contaminación fecal no son adecuados para monitorear la presencia potencial de parásitos como *Cryptosporidium sp.* y *Giardia sp.* transmitidos por agua, debido a la mayor capacidad de éstos para sobrevivir por meses en el agua, incluso en agua clorada. Por lo tanto, un efluente puede mostrar pruebas negativas para indicadores como bacterias coliformes, pero puede ser positivo a estos parásitos.

En el presente estudio se identificaron 15 géneros de formas infectivas: *Giardia lamblia*, *Cryptosporidium sp.*, *Cyclospora sp.*, *Isospora sp.*, *Eimeria sp.*, *Entamoeba coli.*, *Entamoeba histolytica.*, *Balantidium coli.*, *Iodamoeba sp.*, *Blastocystis hominis.*, *Chilomastix sp.* Adicionalmente a los protozoos, se observaron 4 tipos de helmintos como: *Ascaris lumbricoides*, *Enterobius vermicularis*, *Uncinaria* y *Taenia sp.* Según Solarte y col. (2006), algunos de los microorganismos reconocidos como comensales son: *Entamoeba coli*, *Endolimax nana* y *Trichomonas hominis*, mientras que *Ent. histolytica*, *Ent. hartmanni*, *Iodamoeba buetschlii*, *Dientamoeba fragilis*, *Giardia intestinalis*, *Cryptosporidium parvum* y *Balantidium coli* se consideran como protozoarios patógenos, por lo que reportamos que en nuestro estudio se pudo encontrar tanto parásitos comensales como patógenos.

Por otro lado, Ortiz y col. (2012), en un estudio para determinar la prevalencia de huevos de helmintos en lodos, agua residual cruda y tratada, demostraron que el 97,5 % de las aguas residuales, fueron positivas con algún huevo de helminto, siendo *Ascaris sp.* el parásito más predominante, en un 92,5 % de las muestras y un promedio de 51,3 huevos por litro. Esto concuerda con nuestros resultados, ya que, en cuanto a los helmintos, el más predominante fue *Ascaris lumbricoides* en un 8.16 % de las muestras. Según el total de las muestras sólo obtuvimos un 12.2 % de presencia de helmintos, mientras que el 87.7 % fueron protozoos.

Tal como podemos encontrar en los estudios realizados por De la Cruz (2018), donde comparó la estación seca con la lluviosa, obtuvo una mayor prevalencia de microorganismos en la época lluviosa. Según ETESA (2010), la época de lluvias se inicia en el mes de mayo y dura hasta noviembre, siendo los meses de septiembre y octubre los más lluviosos. Por su parte Rose y col. (2000), señalan que el aumento en la precipitación y las escorrentías de agua contaminará las aguas superficiales, aumentará los brotes de enfermedades transmitidas por vía hídrica, lo cual coincide con nuestros resultados ya que se determinó que el mes de la temporada lluviosa con mayor frecuencia de protozoos fue octubre.

Un estudio realizado por Mas-Comas y col. (2019), reportó que las modificaciones en precipitación y pluviometría pueden dar lugar a condiciones locales más húmedas o secas y así influir sobre el rango de supervivencia, estacionalidad y viabilidad de los estadíos exógenos de muchos helmintos. A pesar de que nuestra investigación se centraba en la detección de protozoos, se logró también identificar ciertas especies de helmintos.

Según la tesis de Guillén (2016), quien realizó un estudio muy similar durante los meses de junio, julio y agosto de 2014, se reporta que el punto de Río Matasnillo fue el que mostró la mayor diversidad parasitaria, en cambio en nuestros resultados se demostró que fue Costa del Este. Otra diferencia obtenida en nuestro estudio fue que no reportamos *Toxocara* sp.; Su estudio también fue realizado con muestras de aire, en las que todas resultaron negativas, no coincidiendo con nuestro caso ya que pudimos detectar hasta 2 tipos de protozoos en un solo sitio de muestreo. Guillén reporta que el mes en el que encontró mayor número de parásitos fue junio, mes de transición de la época seca a la lluviosa, mientras que nuestro estudio se realizó durante la temporada lluviosa, siendo octubre el mes con mayor abundancia. Nuestros resultados, además, son similares en los siguientes aspectos: 1) Se detectó especies de protozoos en muestras de agua; 2)

Los coccidios fueron los protozoos con mayor prevalencia. 3) Se encontró tanto protozoos como helmintos; 3) Se encontró parásitos patógenos.

Los microorganismos pueden ser transportados en forma de bioaerosoles, a través de grandes distancias con el movimiento del aire que representa el mejor camino de dispersión, Algunos han creado adaptaciones especializadas que favorecen su supervivencia y su dispersión en la atmósfera, el transporte se realiza sobre partículas de polvo, fragmentos de hojas secas, piel, fibras de la ropa, en gotas de agua o de saliva eliminadas al toser, estornudar o hablar (De La Rosa y col. 2002). En nuestro estudio se tomaron muestras de bioaerosoles, tomando en consideración la marea alta para que el impacto de las olas levantara biopartículas y fueran captadas mediante Impinger.

Estudios realizados por Ramos-Ortega y col. (2018), establecieron que la contaminación de la Bahía de Santa Marta es de tipo estacional siendo los meses de septiembre y noviembre los que presentan diferentes grados de contaminación microbiológica y que la Bahía tiene como principal fuente de contaminación el río Manzanares; Lo que demuestra una gran similitud con nuestro estudio ya que ríos como el Matasnillo desembocan en la Bahía de Panamá, y al igual que en su estudio, determinamos que la contaminación en este sitio puede ser de tipo estacional, ya que en la temporada lluviosa los diferentes afluentes traen consigo toneladas de basura que dan a parar a la Bahía y están generando riesgos para varios sectores.

En sitios como Costa del Este y la desembocadura del río Matasnillo se pueden observar grandes cantidades de basura y materia orgánica; La Universidad de Panamá y la Universidad Tecnológica de Panamá efectuaron estudios sobre la calidad del agua en los principales ríos de Panamá y revelan un gran deterioro de

estos, con elevadas concentraciones de materia orgánica y alta carga bacteriana (ANAM, 2003).

Los antecedentes en Panamá demuestran que son los niños los más vulnerables y los primeros en adquirir enfermedades parasitarias, la mayoría de las veces está relacionado a un entorno de pobreza; lo que es comparable con estudios realizados por Castillo (2014), quien realizó una investigación sobre parasitosis intestinal y su relación con las condiciones higiénico-sanitarias en niños de 5 a 12 años de Ecuador, señaló que las enfermedades parasitarias constituyen un problema importante de salud pública en países en desarrollo y que la población más afectada es la de los niños, considera que las parasitosis intestinales constituyen una pérdida económica y social importante para cualquier país, a pesar de poder ser prevenidas y controladas con acciones sanitarias específicas.

El programa de saneamiento de la Bahía de Panamá realizó un informe que mostraba el 60% de los sitios de monitoreo con agua en un rango moderado, determinando que las aguas de la Bahía estarían saneadas en su totalidad para el año 2050, cuando anteriormente se tuvo una evaluación de los sitios de monitoreo en un 40% calificando el agua de ríos y quebradas como “pésima y mala. La administración del Saneamiento de Panamá explicó que se han tenido mejoras importantes en la calidad de los cuerpos de agua (quebradas, ríos y la Bahía de Panamá) en aquellos sectores que han sido intervenidos por el programa (Testa, 2020).

En un estudio de impacto ambiental del saneamiento de la ciudad y la Bahía de Panamá realizado por el MINSA (2005), se determinó que, al disminuir los niveles de patógenos, se generaría una nueva condición ambiental en el área metropolitana de la ciudad, se reduciría el riesgo y proliferación de enfermedades de la piel, gastrointestinales e infecciosas, los efectos en la salud humana se

darían en forma extensiva en toda el área de influencia del proyecto. Su efecto permanente nos dice que debemos aplicar una importancia ambiental alta.

Este estudio muestra la importancia de conocer cuáles son los protozoos patógenos que se encuentran actualmente en la Bahía de Panamá y saber en qué sitio específico hay más abundancia de éstos, ya que actualmente la Bahía recibe las descargas del sistema sanitario de la ciudad, actualmente éstas aguas tienen previos tratamientos, gracias al proyecto de saneamiento de la Bahía de Panamá que empezó en 2001, lo cual puede ayudarnos a comprobar si ha resultado ser eficaz en el tratamiento hacia esas aguas residuales.

CAPÍTULO V

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

CONCLUSIONES

Basándonos en nuestras experiencias de laboratorio y en los resultados obtenidos, podemos concluir lo siguiente:

- Se detectaron e identificaron las especies de enteroparásitos (15 géneros) en muestras de agua y aire provenientes de 12 sitios de muestreo en la Bahía de Panamá en la estación lluviosa.
- Nuestros resultados demuestran que un 87.7% de las formas parasitarias identificadas son protozoos y 12.2% son helmintos.
- Las muestras de aguas de la Bahía de Panamá poseen mayor prevalencia de formas parasitarias con un 90.2% en comparación a las muestras de bioaerosoles analizadas (9.8%).
- Se confirma la presencia de *Cryptosporidium* sp., *Cyclospora* sp. y *Giardia* sp. en agua y aire de la Bahía de Panamá.
- Los coccidios son el grupo de protozoos con mayor número de reportes en las muestras analizadas con un 42.01%; seguido de *Giardia* sp. (19.6%).
- Se reporta *Ascaris lumbricoides* como el helminto con mayor presencia en las muestras de agua analizadas con 8.16%.
- Se determina que el mes de octubre es el mes con mayor número de reportes de estadios parasitarios; siendo el sitio de muestreo de Costa del Este el que presentó mayor prevalencia parasitaria.
- Se determina que la estacionalidad juega un papel importante en cuanto a la presencia de especies parasitarias en ambientes acuáticos.

RECOMENDACIONES

- I. Se recomienda hacer un estudio similar en la temporada seca y hacer una comparación con estos resultados.
- II. Al momento del muestreo se recomienda utilizar un volumen de muestra más grande para obtener un mayor espectro parasitario y hacer las respectivas comparaciones; al igual que con las muestras de aire puede recomendarse dejar la bomba de muestreo a un flujo continuo por más de 1 h, utilizando mayor cantidad de Buffer para más adhesión de micropartículas.
- III. Hacer una detección molecular y utilizar técnicas inmunológicas como la Inmunofluorescencia para incrementar la efectividad y especificidad de los reportes.
- IV. Debe realizarse una mayor divulgación de los proyectos de saneamiento ambiental realizados en diferentes áreas de la Bahía de Panamá, ya que la información generada por estos es muy valiosa para la toma de decisiones con relación a disminuir la contaminación en estas regiones, lo cual impactaría positivamente no solo en la calidad ambiental de la región, sino la calidad de vida de las personas que allí habitan.
- V. Es necesario incentivar a otros estudiantes y profesionales de biología marina, botánica, ambiental o con carreras afines, a realizar investigaciones sobre este tema en conjunto para así caracterizar esta zona.
- VI. Se hace fundamental publicar todos los proyectos realizados sobre la Bahía de Panamá, en entornos académicos y científicos, porque hay gran desconocimiento de la diversidad de microorganismos que habitan en los cuerpos de agua panameños.
- VII. Es de gran importancia determinar cuáles son los riesgos sanitarios actuales, niveles de contaminación para poder establecer valores de referencia que permitan que las autoridades tomen medidas al respecto.

BIBLIOGRAFÍA

1. Álvarez, A. (2017). Los protozoos: características generales y su rol como agentes patógenos. *Ciencia Veterinaria*, 8(1):62-71.
2. ANAM (Autoridad nacional del ambiente) (2003). Informe ambiental. Panamá.
3. Averza, A. (2002). Informe final del estado del ambiente marino en el pacífico de Panamá. Autoridad de los recursos acuáticos de Panamá (ARAP). Recuperado de:
[http://cpps.dyndns.info/cpps/docs2010/oct/oldXVII_AG_GC/19.6.ARAP-CPPS%20Contaminaci%C3%B3n%20Pacifico%20Panam%C3%A1-Final%202 .pdf](http://cpps.dyndns.info/cpps/docs2010/oct/oldXVII_AG_GC/19.6.ARAP-CPPS%20Contaminaci%C3%B3n%20Pacifico%20Panam%C3%A1-Final%202.pdf)
4. Benavides, M. (2012). Parasitosis en América Latina. (Trabajo de investigación de diplomado). Universidad de Guayaquil, Ecuador.
5. Botero, M. D. (2003). Parásitos humanos. 4ª edición. Corporación para investigaciones biológicas. Medellín, Colombia.
6. Burica Press. (2021). Bahía de Panamá. Burica Press-Panamá por dentro. República de Panamá. Recuperado de: <https://burica.wordpress.com/>
7. Camacho-Suárez, J., Méndez, C., & Echeverry, S. (2015). Identificación de bacterias y hongos en el aire de Neiva, Colombia. *Rev. salud pública*. 17(5):728-737.
8. Campos, J., Sánchez, V., Villalba, J. (2010). *Entamoeba histolytica* y su relación huésped-parásito. (México). *Enfermedades infecciosas y microbiología*, 31(2):63-70.
9. Castillo, M. (2014). Parasitosis intestinal y su relación con las condiciones higiénico-sanitarias en niños de 5 a 12 años del barrio del Prado del Cantón Loja. (Tesis de licenciatura). Universidad Nacional de Loja, Ecuador.

10. Cordero, M. (2002). Parasitología Veterinaria, Mc Graw-Hill interamericana 457-459:70-76.
11. Costamagna, S.R, Visciarelli, E.C. (2008). Parasitosis regionales un estudio referido a las principales parasitosis de Bahía Blanca, Provincia de Buenos Aires, Argentina. Universidad Nacional del Sur.
12. De la Cruz, L. (2018). Impacto del cambio climático sobre la prevalencia de indicadores microbiológicos, patógenos y parámetros físicoquímicos de aguas superficiales del río La Villa usadas para actividades agrícolas y humanas. (Tesis de maestría). Universidad de Panamá, Panamá.
13. De la Rosa, M., Mosso, M.A., Ullán, C. (2002). El aire: hábitat y medio de transmisión de microorganismos. Madrid, España. Observatorio medioambiental. 5:375-402.
14. Díaz, M., Ramírez, N., Osorio, S. (2013). El sentido de las enfermedades por parásitos intestinales en poblaciones americanas, identificando dilemas. (Colombia). Revista Latinoamericana de Bioética, 13(1):96-111.
15. Doménech, J. (2003). *Cryptosporidium* y *Giardia*, problemas emergentes en el agua de consumo humano. (España). Sanidad ambiental, 22(1): 112-116.
16. Etesa, (2010). Régimen pluviométrico de Panamá.
17. Figueredo, E. (2013). Protozoarios intestinales de patogenicidad discutida. Curso teórico práctico “Diagnóstico de enteroparasitosis humanas”. Montevideo, Uruguay.
18. Gállego, J. (2007). Manual de parasitología: morfología y biología de los parásitos. Barcelona: Universidad de Barcelona.
19. Giraldo J, Lora F, Henao L, Mejía S, Gómez J (2009). Prevalencia de Giardiasis y parásitos intestinales en preescolares de hogares atendidos en un programa estatal en Armenia, Colombia. Rev. Salud Pública 7(3):327-338.
20. Gómez, C., Tinajero, S. (2014). Curso temas selectos de biología, protozoarios, México.

21. Grey, A., Domínguez, V., Castellero, M. Determinación de Indicadores Fisicoquímicos y Microbiológicos de calidad del agua superficial en la Bahía de Manzanillo. (Panamá). I+D Tecnológico, 10(1):16-27. Recuperado de: <https://revistas.utp.ac.pa/index.php/idtecnologico/article/view/10>
22. Guillen, A., González, M., Gallego, L. (2013). Presencia de protozoarios intestinales en agua de consumo en la comunidad 18 de mayo. (Aragua, Venezuela). Boletín de Malariología y Salud Ambiental, 53(1), 29. Recuperado de: http://ve.scielo.org/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1690-46482013000100004
23. Guillén, M. (2016). Detección de endoparásitos en agua y aire de 12 puntos de la Bahía de Panamá. (Tesis de licenciatura). Universidad de Panamá, Panamá.
24. Hendrix, CH. (1999). Diagnóstico Parasitario Veterinario, Editorial Harcourt.
25. Hernández, N., Cortés, J. (2012). Prevalencia y factores de riesgo de *Cryptosporidium* spp. y *Giardia* spp. en terneros de ganado lechero de la zona noroccidental de la sabana de Bogotá. (Colombia). Rev. Salud pública, 14(1):169-181.
26. IDAAN. (2011-2013). Boletín Estadístico No. 27.
27. Iglesias-Osores, S., Failoc, V. (2018). *Iodamoeba bütschlii*. (Chile). Rev. Chilena Infectol, 35(6): 669-670.
28. Lane, S., Lloyd, D. (2002). Current trends in research into the waterborne parasite Giardia. Critical Reviews in Microbiology, 28 (2):123-147.
29. López, B. (2019). *Iodamoeba bütschlii*: características, morfología, ciclo biológico. Lifeder. Recuperado de: <https://www.lifeder.com/iodamoeba-butschlii/>
30. Lozano A, García G, Galván A, Botero J (2009). Prevalencia de parásitos intestinales en niños que asisten al Templo Comedor Sagrado Corazón Teresa Benedicta de la Cruz, del barrio Vallejuelos. (Medellín). Latreia 22(3):227-234.

31. Lozano, R., Naghavi, M., Foreman, K., Lim, S., Shibuya, K., Aboyans, V., Memish, Z.A. (2012). Global and regional mortality from 235 causes of death for 20 age groups in 1990 and 2010: a systematic analysis for the global burden of disease study 2010. *The lancet*, 380(9859):2095-2128.
32. Lustigman, S., Prichard, R.K., Gazzinelli, A., Grant, W.N., Boatman, B.A., McCarthy, J.S., y Basanez, M.G. (2012). A research agenda for helminth diseases of humans: the problem of helminthiasis. *PLoS Neglected Tropical Diseases*, 6(4):1582.
33. Manjarrez, G., Blanco, J., González, B., Botero, C., Díaz-Mendoza, C. (2019). Parásitos en playas turísticas: propuesta de inclusión como indicadores de calidad sanitaria. Revisión para América Latina. (Perú). *Ecol.apl.* 18(1):91-100.
34. Martínez, G., Bocco, M., Velásquez, M., Perroni, M., Soares, F., García, L., Muñoz, R., Cartin, I. (2015). Programa de saneamiento de la Ciudad y la Bahía de Panamá II PN-L1109. Análisis Ambiental y social, Banco Interamericano de Desarrollo, Panamá.
35. Mas-Comas S, Valero MA, B. Climate changes effects on trematodiasis with emphasis in zoonotic fasciolosis and schistosomiasis. *Vet Parasitol.* 2009;163(6):264-280.
36. Máxima, J. (2020). Características.co, etcé, Colombia.
37. MINSA. (2015). Análisis de situación de salud (ASIS). Panamá.
38. Murillo, A., Rivero, Z., Bracho-Mora, A. (2020). Parasitosis intestinales y factores de riesgo de enteroparasitosis en escolares de la zona urbana del Cantón Jipijapa, Ecuador. (Ecuador). *Kasmera*, 48(1):481.
39. Neira, P., Barthel, E., Wilson, G., & Muñoz, N. (2010). Infección por *Isospora belli* en pacientes con infección por VIH: Presentación de dos casos y revisión de la literatura. *Revista chilena de infectología*, 27(3):219-227.

40. NIOSH. (2010). Enfermedades respiratorias asociadas al trabajo. Cincinnati, Estados Unidos. DHHS (NIOSH), 144:1-2.
41. Olsen, A., Van Lieshout, I., Marti, H., Polderman, T., Polman, K., Steinmann, P., Magnussen, P. (2009). Strongyloidiasis-the most neglected of the neglected tropical diseases. Transactions of the Royal Society of Tropical Medicine and Hygiene, 103 (10):967-972.
42. Olivas, A., Tovar, J., Palacios, O., Mancilla, O. (2011). La humedad atmosférica como fuente opcional de agua para uso doméstico. Agrociencia. 45:293-301.
43. OPS (2003). Zoonosis y enfermedades transmisibles comunes al hombre y a los animales: Parasitosis. Vol III.
Recuperado de:
<https://iris.paho.org/bitstream/handle/10665.2/711/9275119936>
44. OPS (2007). Control de las helmintiasis en los países del Caribe inglés y francés: Hacia la Resolución 54.19 de la Asamblea Mundial de la Salud.
Recuperado de:
http://www1.paho.org/Project.asp?SEL=TPyLNG=SPAyID=126yPRGRP=docs_gen
45. Ortiz, C., López, M., Rivas, F. (2012). Prevalencia de helmintos en la planta de aguas residuales del municipio El Rosal, Cundinamarca. (Colombia). Rev. Salud pública, 14(2):296-304.
46. Paredes, R., Quinto, J. (2016). Evaluación fisicoquímica y microbiológica del agua de consumo humano en el distrito de Palca provincia de Tarena Región de Junín. (Tesis de licenciatura). Universidad nacional Daniel Alcides Carrión, Chanchamayo, Perú.
47. Prats, G. (2006). Microbiología clínica. Editorial Panamericana.
48. Pulido, P. A., Lilia, S., Cristina, A. (2005). Indicadores microbiológicos de contaminación de las fuentes de agua. (Bogotá, Colombia). NOVA (3):69-79.

49. Pumarola, A.; Rodríguez, A.; García-Rodríguez, J.; Piedrola, G. (2004). Microbiología y Parasitología Médica, 2da Edición, Editorial Savat Editores S.A.
50. Ramos-Ortega, L., Vidal, L., Vilardy, S., & Saavedra-díaz, L. (2018). Análisis de la contaminación microbiológica (coliformes totales y fecales) en la Bahía de santa marta, caribe colombiano. Acta biológica colombiana, 13(3):87-98. Disponible en: <https://www.redalyc.org/articulo.oa?id=319028004007>
51. Ramsar, 2020. Lista de humedales de importancia internacional. Servicio de información sobre sitios Ramsar (SISR). República de Panamá.
52. Restrepo, M., Botero, D. (2012). Parasitosis humanas. 5ª. Edición.
53. Ríos, S., Agudelo, R. M., & Gutiérrez, L. (2017). Patógenos e indicadores microbiológicos de calidad del agua para consumo humano. Rev. Fac. Nac. Salud pública. 35(2):236-247.
Recuperado de: <https://doi.org/10.17533/udea.rfnsp.v35n2a08>
54. Rivera, M., Carbonell, M. (2008). Misión Ramsar de asesoramiento n°63 Bahía de Panamá y San San-Pond Sak. Informe de misión. Panamá.
55. Rubio, M., Noris, G., Martínez, S., Manning, R. (2017). Biología molecular de protozoarios parásitos. (México). Ciencia, 68(1):10-12.
56. Saldaña, A. (2008). Caracterización molecular de las especies de *Cryptosporidium* spp. Un parásito frecuente en las heces diarreicas de niños menores de cinco años. Instituto Conmemorativo Gorgas, Panamá.
57. Sánchez, L. (2013). Bioindicación para el control del proceso de tratamiento biológico de aguas residuales industriales en la EDARI de Helados Alacant. Estudio comparativo entre esta Biofauna y la del MBR piloto de Rincón de León (tesis de postgrado). Universidad de Alicante, España.
58. Saredi, N. (2002). Manual Práctico de Parasitología Médica.

59. Saura, A. (2012). Nuevos métodos para el diagnóstico microbiológico de la amebiasis y de otros protozoarios intestinales. (Tesis doctoral). Universidad católica de Córdoba, Córdoba, Argentina.
60. Serra, M. (2017). La resistencia microbiana en el contexto actual y la importancia del conocimiento y aplicación en la política antimicrobiana. Rev. Habanera de Ciencias Médicas, 16(3):402-419.
Recuperado de: http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1729-519X2017000300011&lng=es&tlng=es
61. Simmons, B. (2008). Contribución a la prevención de zoonosis parasitarias derivadas de la introducción y cría de avestruces y otras ratites en España. (Tesis doctoral). Universidad autónoma de Madrid, España.
62. Solarte, Y., Peña, M., & Madera, C. (2006). Transmisión de protozoarios patógenos a través del agua para consumo humano. Colombia Médica, 37(1): 74-82. Recuperado de:
http://www.scielo.org.co/scielo.php?script=sci_abstract&pid=S1657-95342006000100011&lng=es&nrm=is&tlng=es
63. Unzaga, J. (2018). Protozoos parásitos de importancia sanitaria y epidemiológica. Atlas comentado de parasitología. Buenos Aires, Argentina: Edulp.
Recuperado de: <https://www.editorial.unlp.edu.ar/>
64. Vicuña, D. (2019). Helmintiasis. (Perú). Dermatol Peru, 29(2):88-102.
Recuperado de: <https://www.dermatologiaperuana.pe>
65. WHO (2017). Recuperado de: <https://www.who.int/es/news-room/fact-sheets/detail/diarrhoeal-disease>
66. Wilians, A. (2015). Determinación de los factores sociosanitarios asociados al enteroparasitismo en escolares de la I.E. “El mirador AQP”. PP.JJ Independencia A.S.A. (Tesis de licenciatura). Universidad nacional de San Agustín de Arequipa, Perú.

67. Zavala, J., Sánchez, J. (2002). Características de protozoarios y helmintos capaces de causar diarrea aguda en humanos. (México). Rev Fac. Med UNAM, 45(2):2-8.

ANEXOS

TABLAS

Tabla No.1 Cantidad de reactivos utilizada para la preparación de la solución concentrada de Sheather.

| |
|---------------------------|
| Reactivos: |
| Azúcar en cristales 500 g |
| Agua destilada 320 mL |
| Fenol en cristales 6.5 g |

Tabla No.2 Reactivos utilizados para la preparación de la tinción Ziehl-Neelsen.

| | |
|------------------|---------------------------------------|
| Carbolfucsina | Cristales de fenol.....2.5 ml |
| | Alcohol de 95%.....5ml |
| | Fucsina básica.....0.5 g |
| | Agua destilada.....100 ml |
| Alcohol ácido 3% | Ácido clorhídrico concentrado.....3ml |
| | Alcohol de 95%.....100ml |
| Azul de metileno | Azul de metileno.....0.5 g |
| | Ácido acético glacial.....0.5 g |
| | Agua destilada.....100 ml |

Tabla No. 3 Parásitos intestinales detectados en agua y aire de la Bahía de Panamá en época lluviosa, 2019.

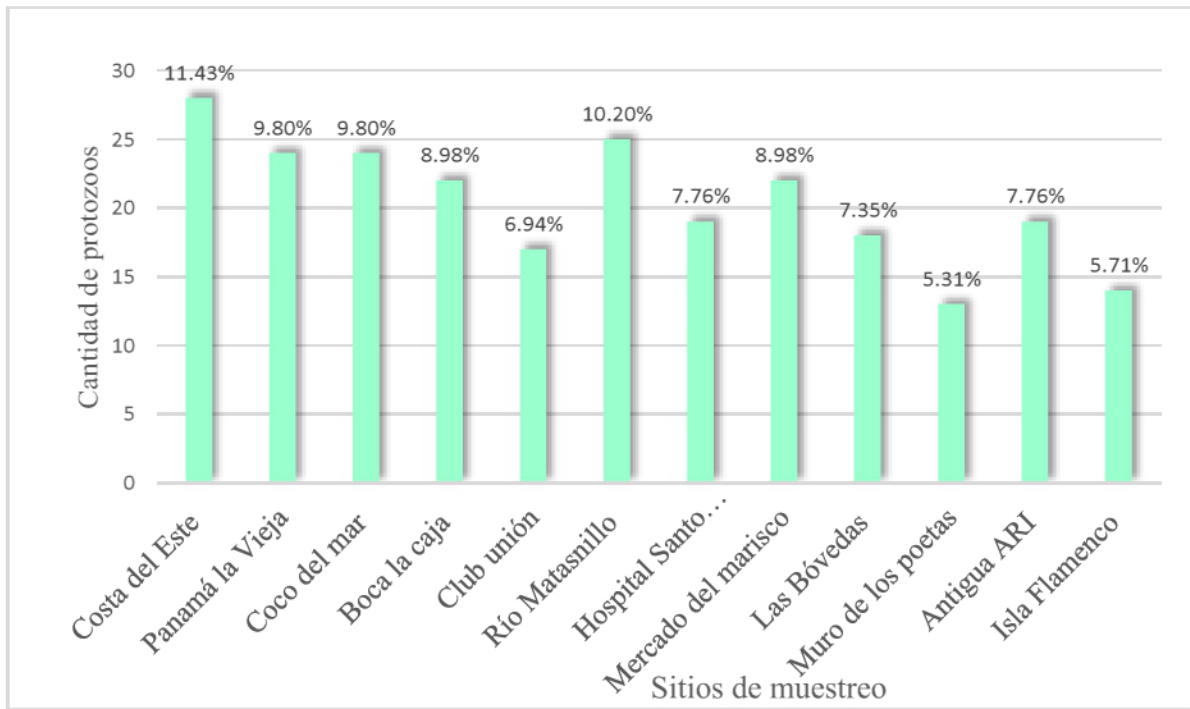
| | Parásito | Nº | % |
|--------------------------------|------------------------------|-----------------------------|------|
| Protozoos | <i>Giardia lamblia</i> | 48 | 19.6 |
| | <i>Cryptosporidium</i> sp. | 75 | 30.6 |
| | <i>Cyclospora</i> sp. | 12 | 4.9 |
| | <i>Isospora</i> sp. | 14 | 5.7 |
| | <i>Eimeria</i> sp. | 2 | 0.81 |
| | <i>Entamoeba coli</i> | 13 | 5.3 |
| | <i>Balantidium coli</i> | 1 | 0.41 |
| | <i>Entamoeba histolytica</i> | 18 | 7.34 |
| | <i>Iodamoeba</i> sp. | 13 | 5.3 |
| | <i>Blastocystis hominis</i> | 17 | 6.94 |
| | <i>Chilomastix mesnili</i> | 2 | 0.81 |
| | Helmintos | <i>Ascaris lumbricoides</i> | 20 |
| <i>Enterobius vermicularis</i> | | 4 | 1.63 |
| Uncinaria | | 1 | 0.41 |
| <i>Taenia</i> sp. | | 5 | 2.04 |

Tabla No. 4 Parásitos intestinales detectados en los 12 sitios de muestreo en la Bahía de Panamá en época lluviosa, 2019.

| Sitio | Nº | % |
|----------------------|----|------|
| Costa del Este | 28 | 11.4 |
| Panamá la Vieja | 24 | 9.7 |
| Coco del mar | 24 | 9.7 |
| Boca la caja | 22 | 8.9 |
| Club union | 17 | 6.9 |
| Río Matasnillo | 25 | 10.2 |
| Hospital Santo Tomás | 19 | 7.7 |
| Mercado del marisco | 22 | 8.9 |
| Las Bóvedas | 18 | 7.3 |
| Muro de los poetas | 13 | 6.3 |
| Antigua ARI | 19 | 7.7 |
| Isla Flamenco | 14 | 5.7 |

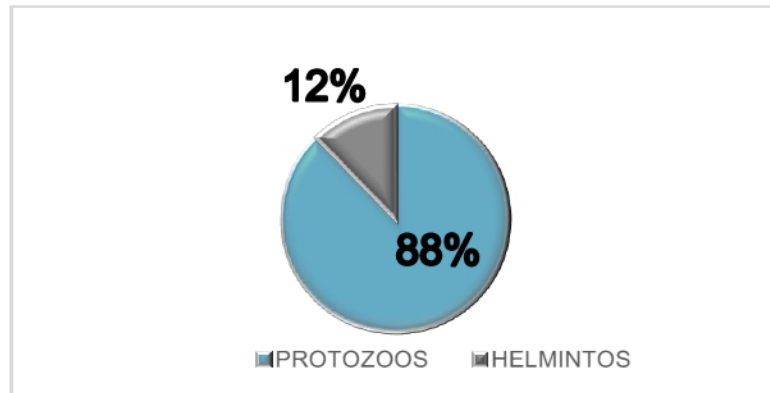
Tabla No. 5 Índices de diversidad para los 12 sitios de muestreo de la Bahía de Panamá.

| Índices | EST1 | EST 2 | EST 3 | EST 4 | EST 5 | EST 6 | EST 7 | EST 8 | EST 9 | EST 10 | EST 11 | EST 12 |
|----------------------------|-------------|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|------------------|-------------------|-------------------|-------------------|
| <i>Taxa_S</i> | 9 | 11 | 10 | 10 | 7 | 10 | 8 | 9 | 7 | 5 | 8 | 6 |
| <i>Individuals</i> | 28 | 24 | 24 | 22 | 17 | 25 | 19 | 22 | 18 | 13 | 19 | 14 |
| <i>Dominance_D</i> | 0.186 2 | 0.138 9 | 0.125 | 0.148 8 | 0.204 2 | 0.164 8 | 0.213 3 | 0.210 7 | 0.222 2 | 0.2781 | 0.1801 | 0.3163 |
| <i>Simpson_1-D</i> | 0.813 8 | 0.861 1 | 0.875 | 0.851 2 | 0.795 8 | 0.835 2 | 0.786 7 | 0.789 3 | 0.777 8 | 0.7219 | 0.8199 | 0.6837 |
| <i>Shannon_H</i> | 1.903 | 2.161 | 2.174 | 2.098 | 1.762 | 2.019 | 1.79 | 1.843 | 1.719 | 1.413 | 1.864 | 1.431 |
| <i>Evenness_e^H /S</i> | 0.744 8 | 0.789 | 0.879 6 | 0.815 2 | 0.832 3 | 0.753 4 | 0.748 5 | 0.701 8 | 0.797 4 | 0.8214 | 0.8064 | 0.6969 |
| <i>Brillouin</i> | 1.551 | 1.694 | 1.724 | 1.634 | 1.356 | 1.605 | 1.382 | 1.441 | 1.333 | 1.069 | 1.448 | 1.062 |
| <i>Menhinick</i> | 1.701 | 2.245 | 2.041 | 2.132 | 1.698 | 2 | 1.835 | 1.919 | 1.65 | 1.387 | 1.835 | 1.604 |
| <i>Margalef</i> | 2.401 | 3.147 | 2.832 | 2.912 | 2.118 | 2.796 | 2.377 | 2.588 | 2.076 | 1.559 | 2.377 | 1.895 |
| <i>Equitability_J</i> | 0.865 9 | 0.901 2 | 0.944 3 | 0.911 3 | 0.905 7 | 0.877 | 0.860 7 | 0.838 8 | 0.883 6 | 0.8778 | 0.8965 | 0.7985 |
| <i>Fisher_alpha</i> | 4.593 | 7.859 | 6.436 | 7.076 | 4.451 | 6.177 | 5.205 | 5.685 | 4.208 | 2.975 | 5.205 | 3.978 |
| <i>Berger-Parker</i> | 0.321 4 | 0.208 3 | 0.166 7 | 0.272 7 | 0.352 9 | 0.28 | 0.368 4 | 0.363 6 | 0.388 9 | 0.3846 | 0.2632 | 0.5 |
| <i>Chao-1</i> | 9.75 | 16 | 10.75 | 11.2 | 7.25 | 13.33 | 10 | 12.33 | 7.25 | 5.5 | 11 | 12 |



FIGURAS

Figura No.1 Prevalencia de protozoos en agua y aire provenientes de los 12 sitios



de muestreo en la Bahía de Panamá durante la temporada lluviosa de 2019.

Figura No.2 Comparación entre la frecuencia de protozoos y helmintos en la Bahía de Panamá en época lluviosa de 2019.

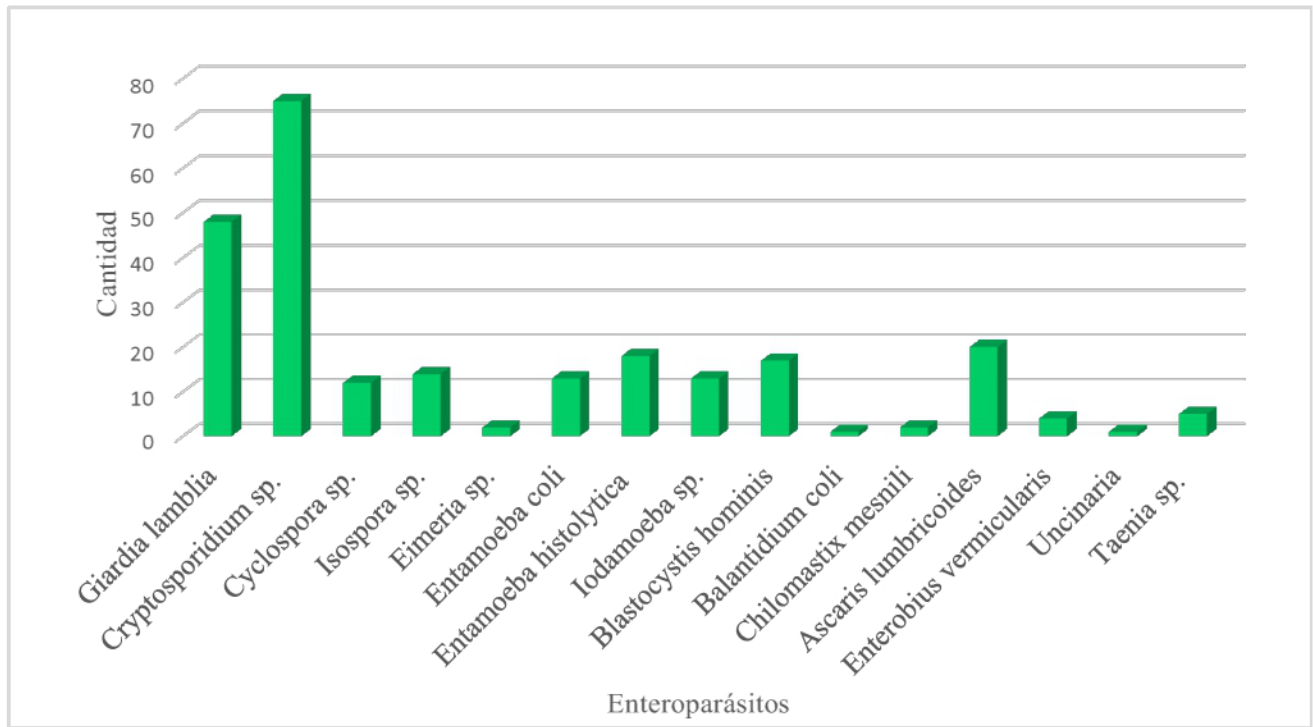
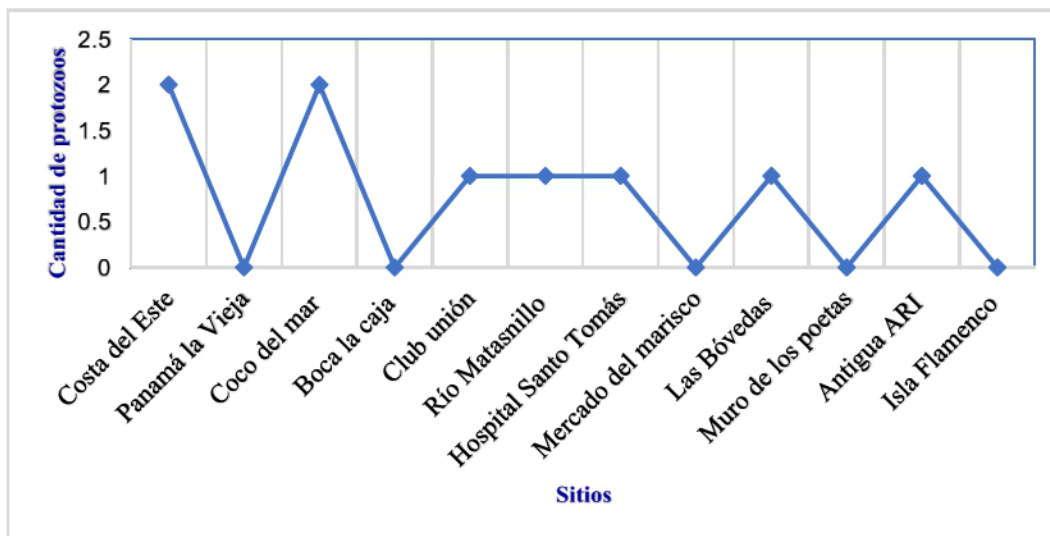


Figura No.3 Diversidad de formas parasitarias detectadas en los 12 sitios de



muestreo en la Bahía de Panamá durante la temporada lluviosa de 2019.

Figura No.4 Protozoos detectados en muestras de aire procedentes de la Bahía de Panamá, época lluviosa 2019.

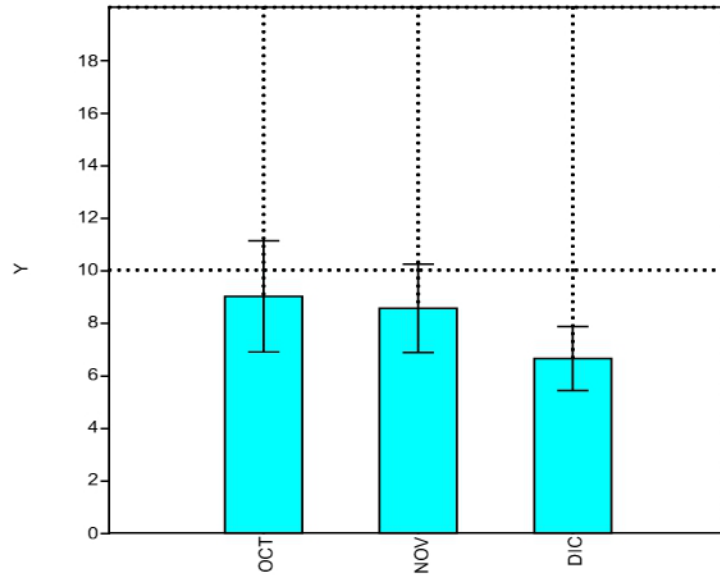


Figura No.5 Abundancia parasitaria en los meses de octubre, noviembre y diciembre de 2019.

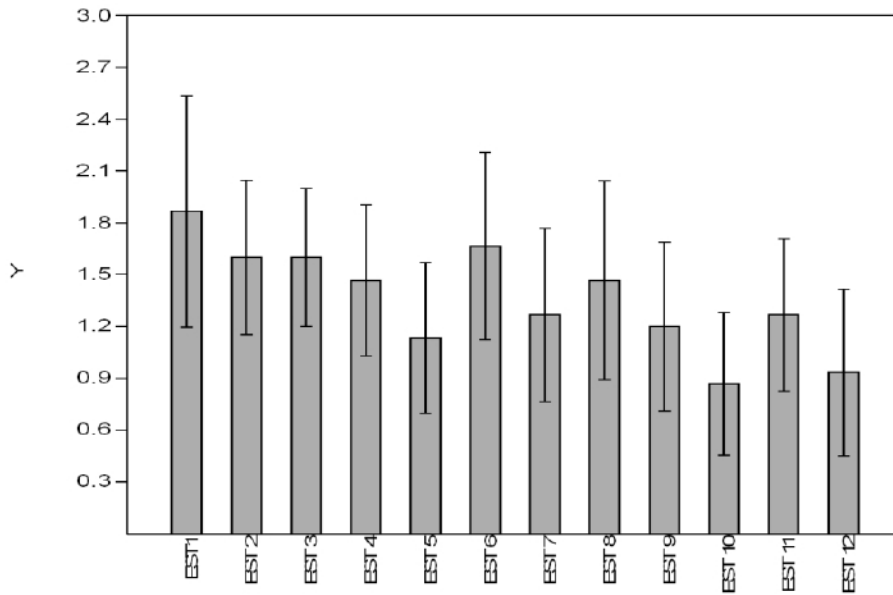


Figura No.6 Índice de diversidad parasitario en los 12 sitios de muestreo de la Bahía de Panamá en la estación lluviosa de 2019.

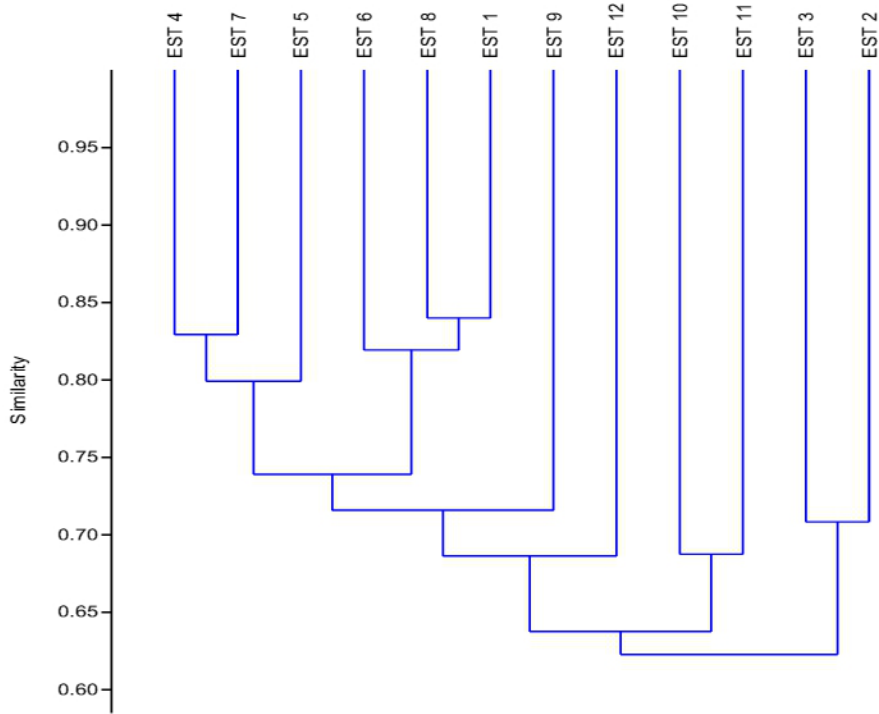
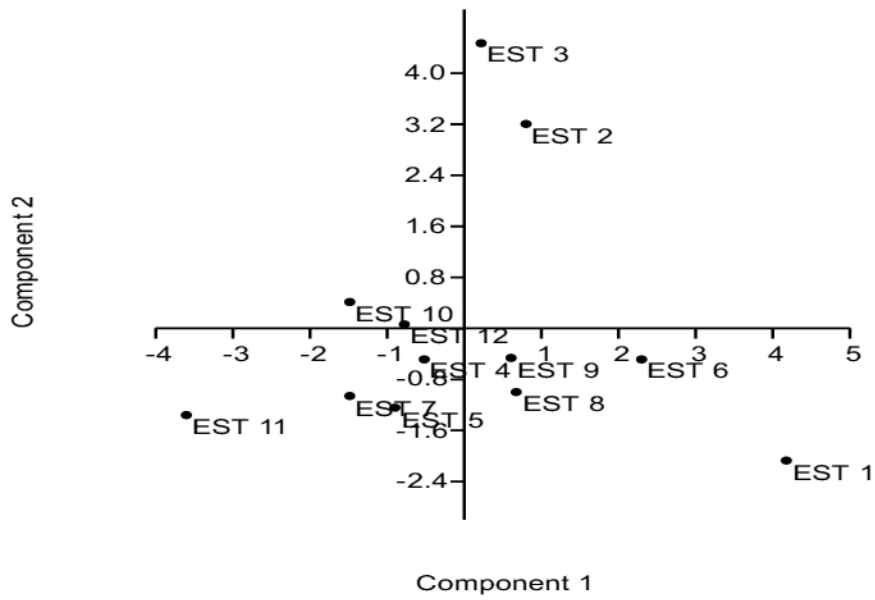


Figura No.7 Análisis Clúster de similitud de Bray-Curtis para los parásitos



encontrados en los 12 sitios de la Bahía de Panamá.

Figura No.8 Análisis de componentes principales (PCA) para los 12 sitios de muestreo en la Bahía de Panamá.

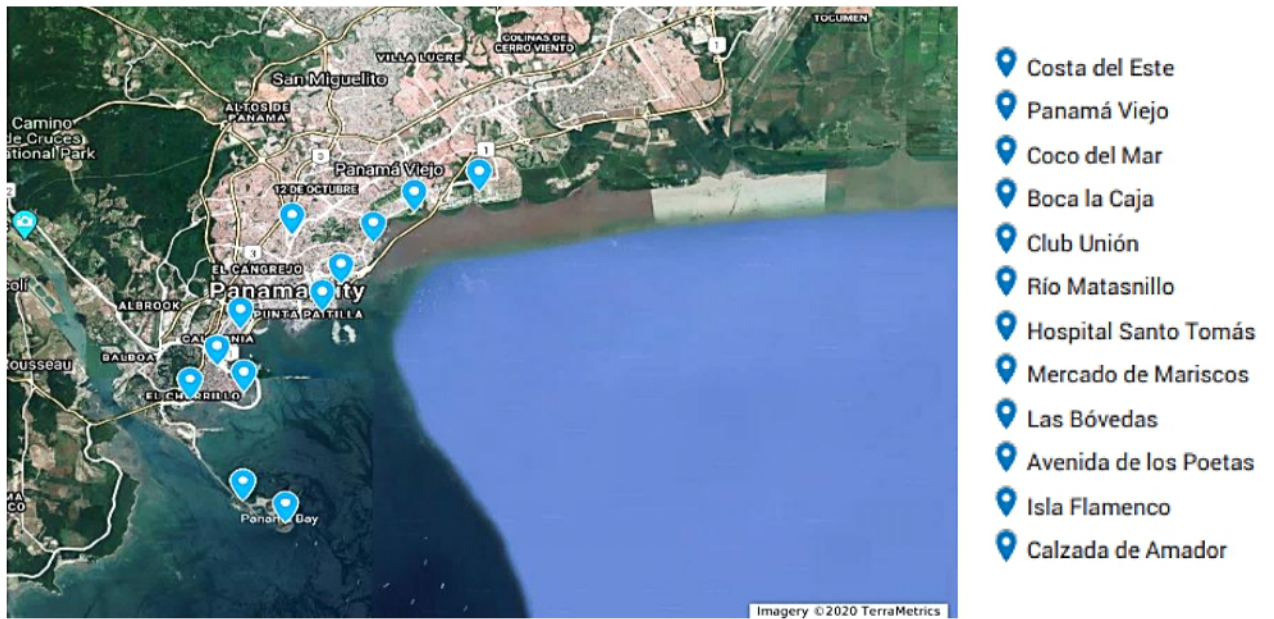
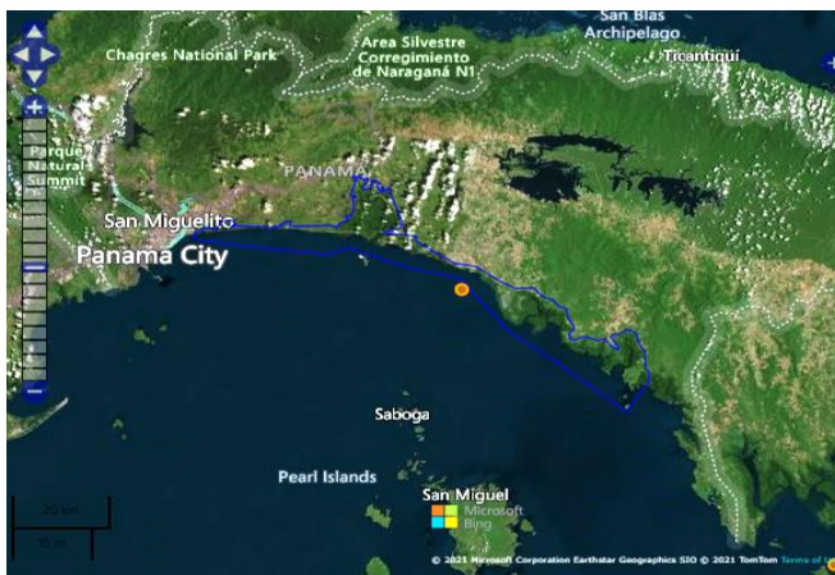


Figura 9. Área de estudio y 12 sitios de muestreo a lo largo de la Bahía de



Panamá. Fuente: Terrametrics, 2020.



Figura 10. Mapa de los límites del humedal de la Bahía de Panamá como sitio



Ramsar con 49,919-85,664 hectáreas. Fuente: Microsoft Earthstar Geographics.

Figura 11. Diversos sitios de recolección de muestras en la Bahía de Panamá.



Figura 12. Toma de muestras de agua de la Bahía de Panamá, con ayuda de un muestreador de apróx. 3 m.

Figura 13. Impinger AGI-30 conectado a la bomba de muestreo, para la recolección de micropartículas de bioaerosoles.

Figura 14. Disposición del Impinger y bomba de muestreo, para la recolección de muestras de aire en la Bahía de Panamá.



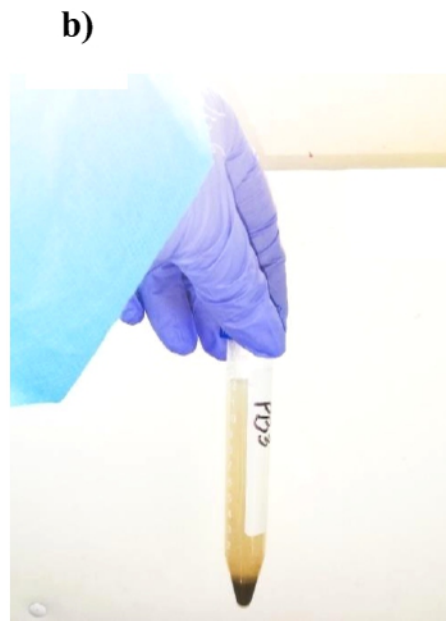
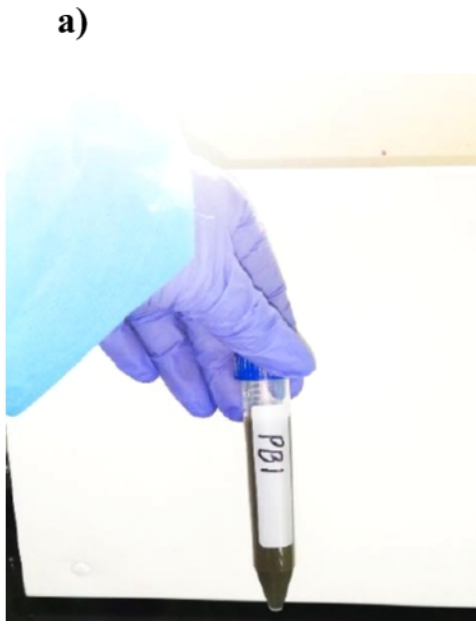


Figura 15. Muestras de agua con sedime

nto de los sitios de muestreo de: a) Costa del Este y b) Coco del Mar.



Figura 16. Aplicación del método de sifón utilizando mangueras para las muestras de agua provenientes de la Bahía de Panamá.

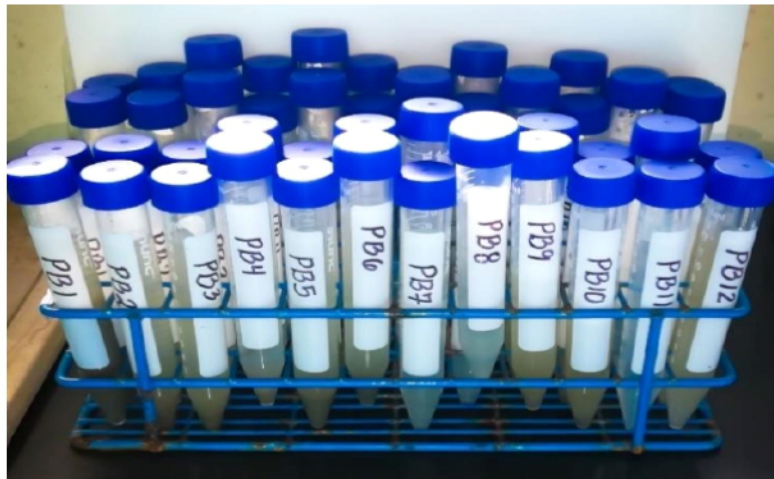


Figura 17. Muestras de agua en tubos Falcon de 15 ml.



Figura 18. Muestras de bioaerosoles en viales de uroanálisis (a y b), sobre un buffer PBS.

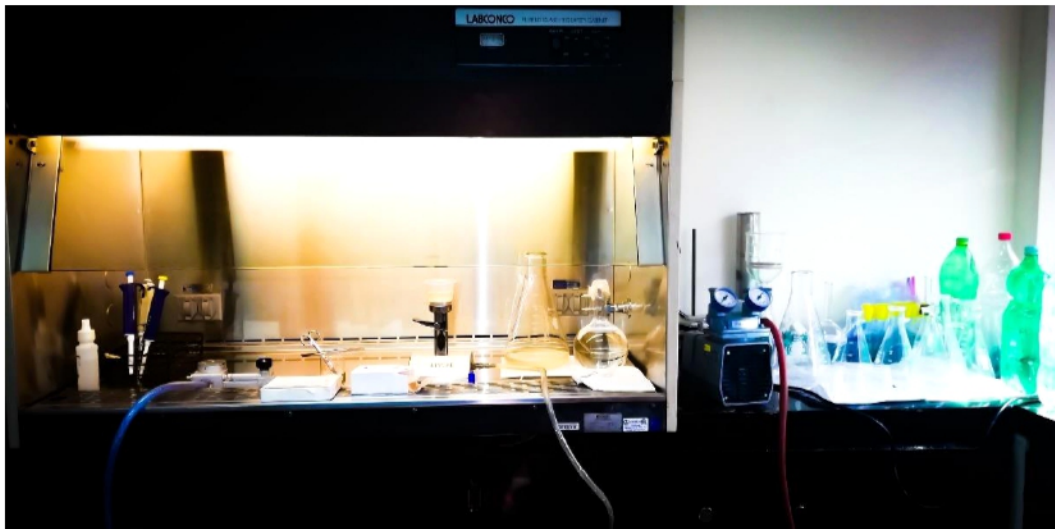


Figura 19. Disposición del sistema de filtración al vacío utilizando una bomba Milliphore.



Figura 20. a) Utilización de filtro de membrana de $0.45\mu\text{m}$ y b) Filtración de



muestras al vacío.

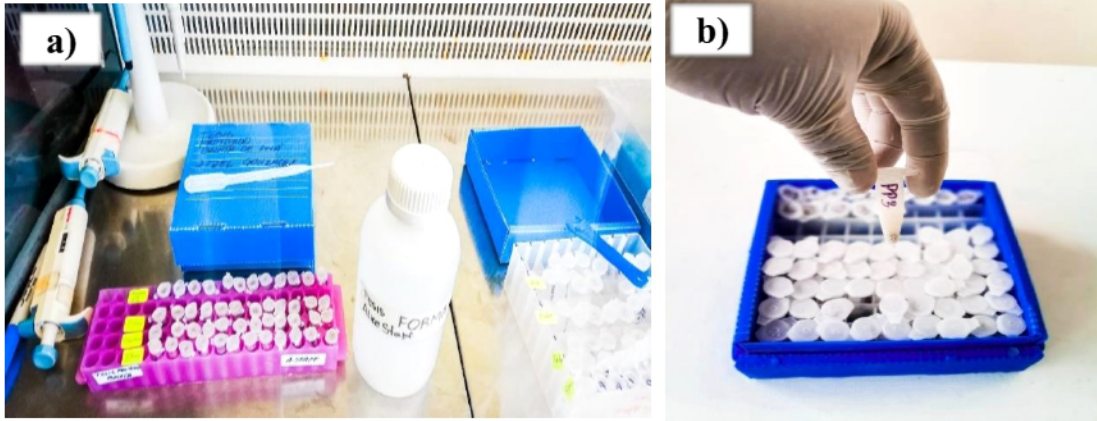


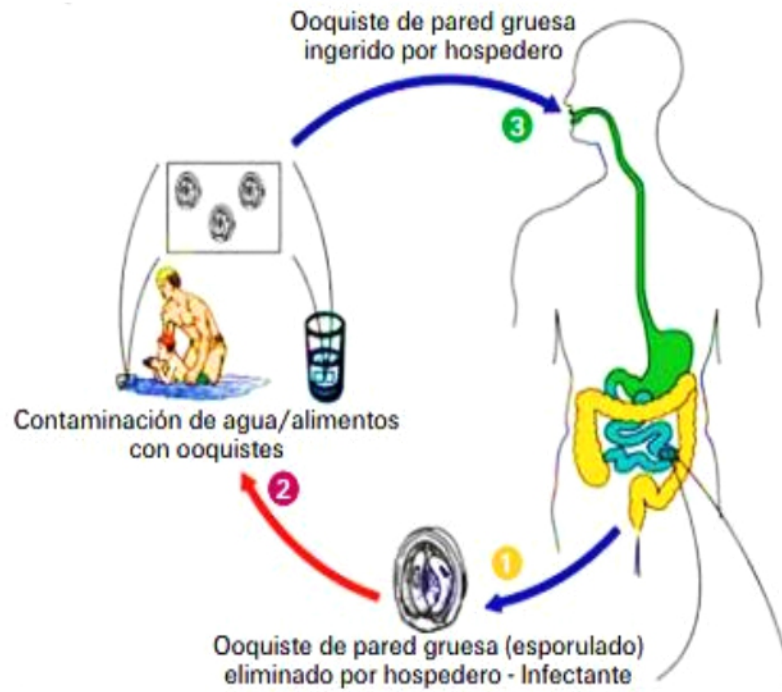
Figura 21. Resuspensión de muestras posterior a centrifugación, con uso de agua libre de nucleasas, y formalina para preservarlas.

Figura 22. a) técnicas de preservación de muestras de Bahía, **b)** tubo con muestra del Mar.



Aplicación de técnicas convencionales y con formalina a las muestras provenientes de la Bahía de Eppendorf de 1.5 ml provenientes de Coco

Figura

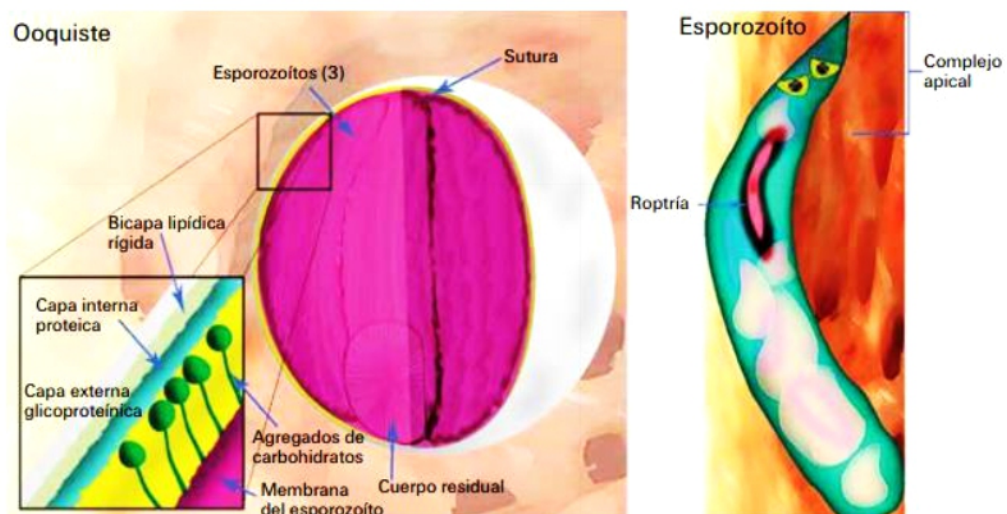


23.

Revisión de muestras al microscopio utilizando un montaje directo con Lugol.

Figura 24. Ciclo de vida de *Cryptosporidium* sp. Fuente: Centers for Disease Control and Prevention.

Figura 25. Morfología de las fases de ooquiste y esporozoíto de *Cryptosporidium parvum*. Fuente: Gómez, Sandoval, 2016.



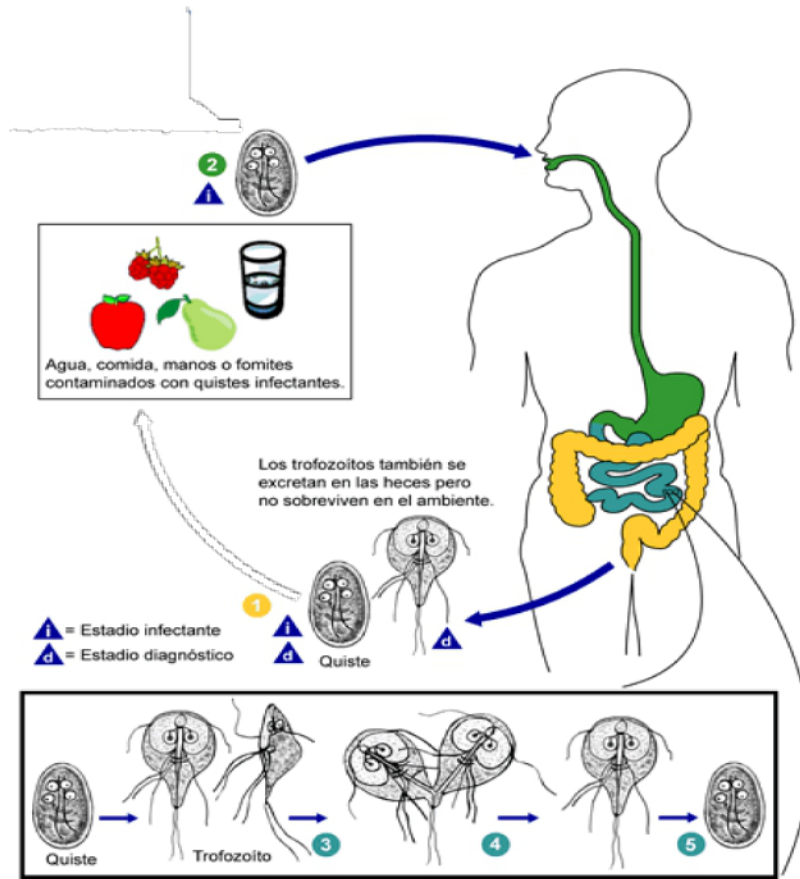


Figura 26. Ciclo de vida de *Giardia lamblia*. Fuente: Parásitos y salud, 2004.

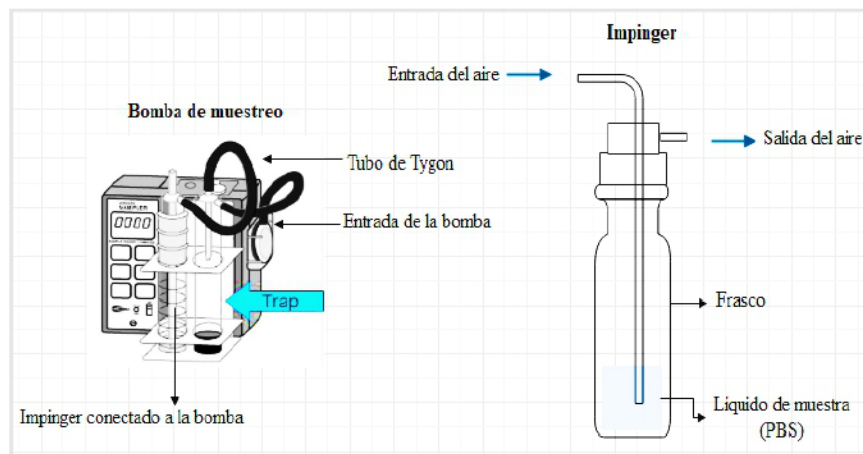


Figura 27. Diagrama del funcionamiento del Impinger y partes de la bomba de muestreo. Fuente: Wondershare Edraw Max, 2021.



Figura 28. Parásitos encontrados en las muestras provenientes de la Bahía de Panamá mediante diagnóstico directo con Lugol: Quiste de *Blastocystis* sp. en muestra de aire del sitio de Costa del Este.

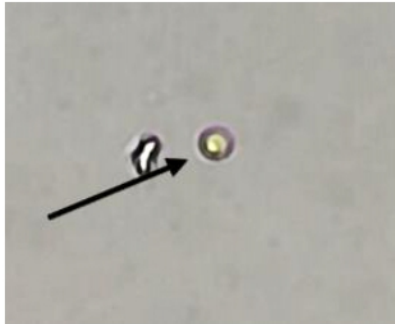


Figura 29. Quiste de *Cyclospora* sp. en muestra de agua del sitio de Isla Flamenco.

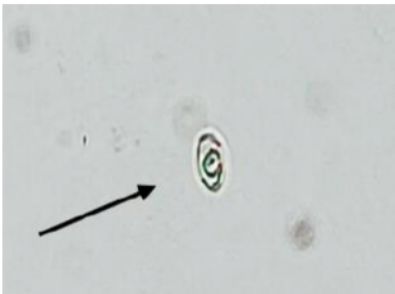


Figura 30. *Isospora* sp. en muestra de agua del sitio de Coco del Mar.

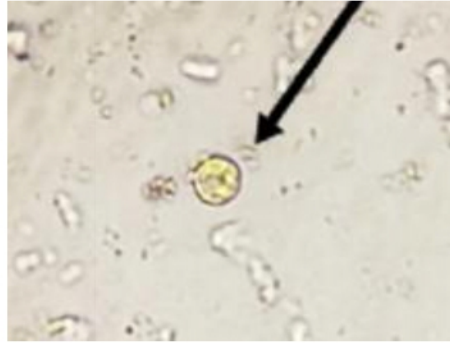


Figura 31. *Entamoeba coli* en muestra de agua del sitio de Coco del Mar.



Figura 32. Quiste de *Giardia* sp. en muestra de agua del sitio de Muro de los Poetas.



Figura 33. *Iodamoeba* sp. en muestra de agua del sitio de Boca La Caja.

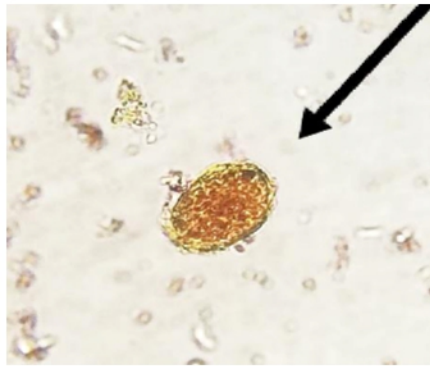


Figura 34. Huevo de *Ascaris lumbricoides* en muestra de agua del sitio de



Panamá la Vieja.

Figura 35. Huevo de *Taenia* sp. en muestra de agua del sitio de Panamá la Vieja.

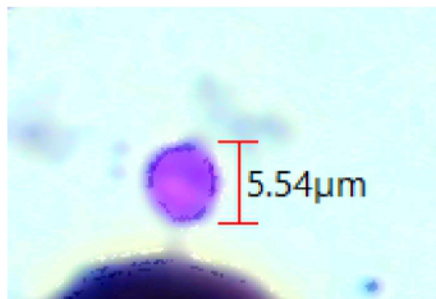
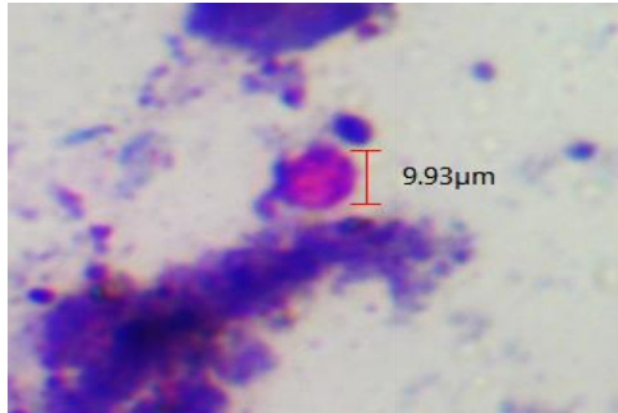


Figura 36.



Cryptosporidium sp. teñido con Ziehl-Neelsen, en muestra de agua del río Matasnillo.

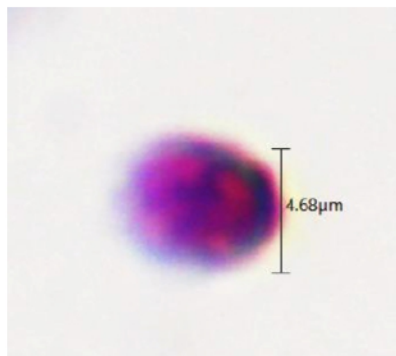


Figura 37. *Cyclospora* sp. en muestra de agua del sitio de Panamá la Vieja.

Figura 38. *Cryptosporidium* sp. en muestra de agua del sitio de Antigua ARI.