



Universidad Nacional
SAN LUIS GONZAGA



[Reconocimiento-NoComercial-CompartirIgual 4.0 Internacional](https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/)

Esta licencia permite a otras combinar, retocar, y crear a partir de su obra de forma no comercial, siempre y cuando den crédito y licencia a nuevas creaciones bajo los mismos términos.

http://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0

UNIVERSIDAD NACIONAL "SAN LUIS GONZAGA"

VICERRECTORADO DE INVESTIGACIÓN

Facultad de Ciencias Biológicas



Diversidad de Protozoarios del Área de Conservación Regional
(ACR) "Laguna de Huacachina" – Ica. Noviembre 2018 – Mayo

2019

Salud pública y Conservación del Medio Ambiente

Autores:

Bach. MATTOS CONISLLA, YASMIN LEALI.

Bach. RAMIREZ BENAVIDES, CHABELLY.

Ica, Perú

2018

DEDICATORIA

A Dios, por ser nuestra fortaleza; y
a nuestras madres Cira y Maritza, por ser nuestra mayor inspiración.

Mattos, Y. & Ramirez, C.

Agradecimientos

A la Dra. Ynés Cecilia Amalia Phun Pat, jefa de Laboratorio del área de Zoología de la Facultad de Ciencias Biológicas y responsable de la sección de Zoología de Invertebrados de la Universidad Nacional San Luis Gonzaga, por su asesoría, paciencia y enseñanzas.

Al Blgo. Elvis Sergio Peralta Roldán, docente de la Facultad de Ciencias Biológicas de la Universidad Nacional San Luis Gonzaga, por su ayuda desinteresada durante la presente investigación.

ÍNDICE

RESUMEN.....	i
ABSTRACT.....	ii
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. ESTRATEGIA METODOLÓGICA.....	3
2.1. Diseño de investigación.....	3
2.1.1. Tipo de investigación.....	3
2.1.2. Nivel de investigación.....	3
2.2. Población y muestra.....	3
2.2.1. Población de estudio.....	3
2.2.2. Muestra de estudio.....	3
2.3. Área de estudio.....	4
2.4. Técnicas e instrumentos de investigación.....	5
2.4.1. Técnicas de recolección de datos.....	5
2.4.1.1. Colecta del material biológico.....	5
2.4.1.2. Registro de factores de influencia.....	5
2.4.2. Instrumentos de recolección de datos.....	6
2.4.2.1. Ficha de campo.....	6
2.4.2.2. Ficha de conteo.....	6
2.4.3. Técnicas de procesamiento y análisis de datos.....	6
2.4.3.1. Técnica cualitativa.....	6
2.4.3.2. Técnica cuantitativa.....	6
2.4.3.3. Técnica de cultivo.....	8
2.4.3.4. Identificación y clasificación taxonómica.....	8
2.4.3.5. Determinación de especies bioindicadoras.....	9
2.4.3.6. Análisis estadístico.....	9
III. RESULTADOS.....	11
3.1. Factores de influencia.....	11
3.2. Especies y estacionalidad.....	12
3.3. Grupos de protozoarios de vida libre dominantes.....	16
3.4. Cultivo de Amebas de vida libre (AVL).....	21
3.5. Índices de diversidad.....	21
3.6. Protozoarios de vida libre bioindicadores.....	23
3.7. Catálogo de las especies.....	25
3.8. Taxonomía de las especies.....	26
IV. DISCUSIÓN.....	36
V. CONCLUSIONES.....	38

VI.	RECOMENDACIONES.....	39
VII.	REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	40
VIII.	ANEXOS.....	45

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 01. Frecuencia de muestreo y estacionalidad en el ACR Laguna de Huacachina.....	3
Tabla 02. Ubicación espacial de las estaciones de muestreo (GCS) en el ACR Laguna de Huacachina.....	5
Tabla 03. Parámetros fisicoquímicos por estación de muestreo, diciembre 2018 – diciembre 2019.....	11
Tabla 04. Ocurrencia de especies en estaciones de muestreo, diciembre 2018 – diciembre 2019.....	14
Tabla 05. Riqueza y abundancia de protozoarios de vida libre del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 - diciembre 2019.....	19
Tabla 06. Riqueza y abundancia de protozoarios de vida libre por estaciones de muestreo del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 - diciembre 2019.....	20
Tabla 07. Índices de diversidad alfa por estaciones de muestreo en el ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre 2019.....	21
Tabla 08. Especies bioindicadoras de la calidad del agua del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre 2019.....	23

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 01. Estaciones de muestreo de la Laguna de Huacachina.....	4
Figura 02. Protozoarios de vida libre más abundantes del ACR Laguna de Huacachina durante diciembre 2018 – diciembre 2019.....	13
Figura 03. Taxones de protozoarios de vida libre, diciembre 2018 - diciembre 2019	16
Figura 04. Abundancia relativa de los taxones de protozoarios de vida libre del ACR Laguna de Huacachina.....	17
Figura 05. Grupos dominantes de protozoarios de vida libre del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre 2019.....	18
Figura 06. Índices de Shannon-Wiener (H'), Simpson ($1-D$), dominancia (D) y equidad ($e^{H/S}$) en las cuatro estaciones de muestreo del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre 2019.....	22
Figura 07. Catálogo de protozoarios de vida libre del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre 2019.....	25

RESUMEN

Se determinó la diversidad de protozoarios del Área de Conservación Regional (ACR) “Laguna de Huacachina”, realizándose seis colectas entre diciembre del 2018 y diciembre del 2019, correspondientes a cuatro estaciones de muestreo y registrando los parámetros fisicoquímicos (temperatura del agua, ambiente y pH) además de características de la zona. Para el análisis cuantitativo se usó la cámara de Sedgwick-Rafter, posteriormente, se calculó la diversidad alfa (diversidad, dominancia, riqueza y equidad) aplicándose los índices de Shannon-Wiener y Simpson mediante el Software Past. La diversidad de protozoarios estuvo representada por 98 especies de vida libre distribuidas en 70 géneros, 60 familias, 25 órdenes, 8 clases y 2 phyla. Durante el período de muestreo el grupo dominante fue el de las amebas tecadas, con una abundancia del 39.64% ind.L⁻¹ y una riqueza del 31.63%. De las 98 especies, 82 son nuevos reportes, requiriendo 74 de ellos una revisión exhaustiva para ser confirmados como nuevas especies para el humedal. Asimismo, se identificaron 27 especies bioindicadoras de la calidad del agua. Se concluye que, la diversidad de la laguna de Huacachina fue considerable en las estaciones 3 ($H'=3.27$) y 4 ($H'=3.24$), la cual no se vería seriamente afectada a pesar de la elevada carga orgánica en algunos períodos del año.

Palabras clave: ACR Laguna de Huacachina, protozoarios, diversidad, especies bioindicadoras.

ABSTRACT

The diversity of protozoa of the Regional Conservation Area (ACR) “Laguna de Huacachina” was determined, carrying out six collections between December 2018 and December 2019, corresponding to four sampling stations and recording the physicochemical parameters (water temperature, environmental temperature and pH) in addition to characteristics of the area. For the quantitative analysis, the Sedgwick-Rafter chamber was used, subsequently, the alpha diversity (diversity, dominance, richness and evenness) was calculated by applying the Shannon-Wiener and Simpson indices using the Past Software. The diversity of protozoa was represented by 98 free-living species distributed in 70 genera, 60 families, 25 orders, 8 classes and 2 phyla. During the sampling period, the dominant group was the testate amoebas, with an abundance of 39.64% ind.L-1 and a richness of 31.63%. A total of 82 were new report, 74 of them requiring a thorough review to be confirmed as new species for the wetland. Likewise, 27 bioindicator species of water quality were identified. It is concluded that the diversity of the Huacachina lagoon was considerable in stations 3 ($H' = 3.27$) and 4 ($H' = 3.24$), which would not be seriously affected despite the high organic load in some periods of the year.

Key words: Huacachina lagoon, protozoa, diversity, bioindicator species.

I. INTRODUCCIÓN

El Área de Conservación Regional Laguna de Huacachina es un patrimonio valioso de la región Ica. Considerado el Oasis de América y poseedor de un inestimable valor ecológico por servir de refugio a diversos taxones. Alberga seres que van desde los más diminutos como los protozoarios, hasta los grandes vertebrados. Todos los organismos que conforman este gran ecosistema llevan a cabo funciones y procesos según sus hábitats y se relacionan intra e interespecíficamente en una gran comunidad.

Los protozoarios se dividen convencionalmente en tres grupos de acuerdo a su morfología y locomoción, entre ellos están los flagelados o mastigóforos, amébidos o sarcodinos (incluidos los heliozoos) y ciliados. En la actualidad, es conveniente seguir agrupándolos de esa forma, visto que, los métodos de aislamiento, cultivo e identificación son con frecuencia los mismos dentro de cada grupo (1).

Los roles que cumplen en sus comunidades naturales son muy importantes, a modo de ejemplo, es conocido que algunos son resistentes a aceites y otros hidrocarburos. Los ciliados pueden servir en la biorremediación de cuerpos de agua contaminados con metales pesados pudiendo transferirlos de forma eficiente al metazooplancton (2-4).

Las comunidades de protozoarios de vida libre también son útiles para caracterizar y monitorear el estado de los ecosistemas acuáticos, debido a su sensibilidad a la contaminación antropogénica. Algunos son empleados como indicadores saprobiológicos, permitiendo evaluar la calidad del agua cuando se trata de contaminación orgánica (5). Un grupo muy importante es el de las amebas tecadas, involucradas en el control de la contaminación de humedales, usadas como organismos modelo e indicadores paleoambientales (3,6,7).

Su diversidad ha surgido del proceso evolutivo al aprovecharse de diversas fuentes de alimento microbiano a lo largo del tiempo, razón por la que se consideran los más importantes consumidores de microbios en los ambientes acuáticos, probablemente siendo útiles en el control de las poblaciones bacterianas (8-11). Así pues, participan en los niveles más básicos de la cadena trófica, estando estrechamente ligados al procesamiento de detritus y reciclaje de nutrientes minerales (12). Se debe considerar que juegan un papel mayor en el flujo de materia y energía, al canalizar la biomasa de la red trófica microbiana planctónica al zooplancton metazoario (5,15). En definitiva, son organismos esenciales que contribuyen de modo sustancial a la producción total del zooplancton en la columna de agua (13).

Los primeros protozoarios de la laguna de Huacachina los registraron Escomel (14) y Maldonado (15). En 1936, Escomel menciona en sus notas biológicas a algunos géneros de ciliados tales como *Paramecium*, *Coleps* y *Peritrychum*, y al flagelado *Monas* (16). Asimismo, están las investigaciones de Barrera et al. (2004) sobre el zooplancton del cuerpo de agua, donde identifica 31 especies de protozoarios, reportando por primera vez 4 especies de sarcomastigóforos y 4 de

cilióforos (17). En el 2008, Barrera et al. estudia las amebas tecadas del oasis, identificando a *Centropyxis aculeata* y *Diffugia lobostoma* (18).

Las investigaciones más recientes las realizaron Solis et al. (19) en el 2013, donde estudia el zooplancton y zoobentos, reportando como protozoarios dominantes a *Coleps sp.*, *Paramecium sp.* y *Centropyxis aculeata*; y en el 2019 Peralta (20) evaluó la calidad del agua del oasis por medio de bioindicadores, catalogándola como “Muy crítica”. Cabe mencionar que el documento de mayor nivel del área protegida -el plan maestro- considera en su inventario de fauna silvestre a tan solo 10 especies de ciliados.

Se evidencia que la información disponible sobre los grupos de protozoarios de Huacachina es todavía incipiente y necesita incrementarse. Por tal motivo, se realizó el presente estudio como aporte al conocimiento de la protozoo-fauna estrechamente relacionada a la salud de un humedal único y representativo del país; cuyos objetivos fueron determinar la diversidad de protozoarios durante diciembre del 2018 a diciembre del 2019, así como los factores de influencia (parámetros fisicoquímicos y características de la zona), identificar al grupo dominante, a las especies bioindicadoras y elaborar un catálogo en base a los protozoarios hallados. Se siguió la metodología de estudio observacional apoyada en procesos en campo y laboratorio que condujeron a la obtención de los resultados, los cuales se dividieron en apartados para su mejor entendimiento.

Los hallazgos registrados nos permiten afirmar que la laguna de Huacachina es un ecosistema invaluable para la investigación, con mucho todavía por descubrirse.

II. ESTRATEGIA METODOLÓGICA

2.1. Diseño de investigación

2.1.1. Tipo de investigación

La presente es una investigación de tipo básica.

2.1.2. Nivel de investigación

Según su nivel de profundidad es descriptiva y de acuerdo a su nivel de medición es mixta (cualitativa y cuantitativa). En concordancia con el grado de uso de la variable se trata de un estudio observacional o no experimental.

2.2. Población y muestra

2.2.1. Población de estudio

Estuvo constituida por los especímenes de protozoarios del ACR Laguna de Huacachina.

2.2.2. Muestra de estudio

Tamaño muestral: Para evaluar la presencia de los protozoarios se realizó una colecta del material por duplicado en cada estación, obteniendo así 8 muestras por cada ocasión de muestreo y un total de 48 muestras analizadas durante el período de estudio (Tabla 1).

Tabla 1. Frecuencia de muestreo y estacionalidad en el ACR Laguna de Huacachina.

Número de muestreo	Fechas de muestreo	Estación del año
01	27 de diciembre 2018	
02	31 de enero 2019	Verano
03	28 de febrero 2019	
04	02 de abril 2019	Otoño
05	16 de julio 2019	Invierno
06	27 de diciembre 2019	Verano

Fuente: Elaboración propia

2.3. Área de estudio

La Laguna de Huacachina está ubicada a 4 km al suroeste de la ciudad de Ica y a 400 m.s.n.m., entre los 14°15'52" S y 75°52'00" O, con una extensión de 2458.23 hectáreas (Has.). Es parte del ecosistema especial de la Ecorregión del Desierto del Pacífico y Zona de Vida del Desierto Desecado Subtropical (21,22).

Posee un clima cálido con temperaturas promedio entre los 18°C y 27°C, las precipitaciones son escasas y estas se originan principalmente de las nieblas invernales (15). El tipo de suelo varía entre arena franca, franco arenoso y franco limoso. Las aguas que abastecían el humedal nacían de las avenidas de curso subterráneo desde la zona alto andina por el río de Ica hacia el sector de rincón grande (23). Actualmente, Huacachina se abastece del bombeo de agua de pozo debido al dramático descenso de la napa freática lo que provocaría la infiltración de sus aguas (24).

En el desarrollo de la presente investigación, las muestras de agua fueron colectadas en 4 estaciones de la laguna (Figura 1 y Tabla 2), siguiendo la zonificación establecida por la Dirección Ejecutiva de Salud Ambiental (DESA) (20).

En cuanto a la procedencia espacial de las muestras, estas correspondieron a la zona limnética y al epilimnion (25).

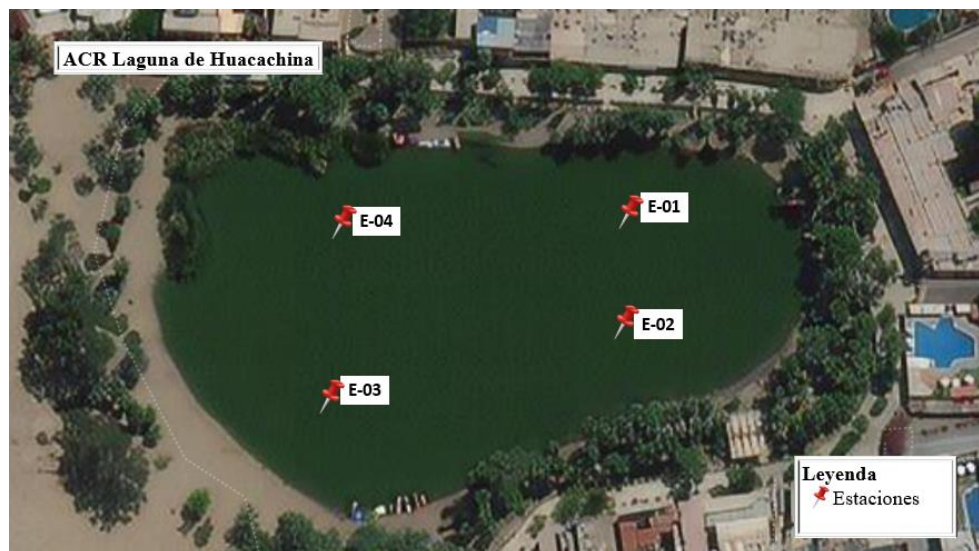


Figura 1. Estaciones de muestreo de la Laguna de Huacachina.

Tabla 2. Ubicación espacial de las estaciones de muestreo (GCS) en el ACR Laguna de Huacachina.

Estaciones	Coordenadas geográficas (GCS)
E-01	14°05'16" S 75°45'48" O
E-02	14°05'17" S 75°45'50" O
E-03	14°05'18" S 75°45'52" O
E-04	14°05'15" S 75°45'51" O

Fuente: Elaboración propia.

2.4. Técnicas e instrumentos de investigación

2.4.1. Técnicas de recolección de datos

La recolección de datos se llevó a cabo a través de la observación no experimental (26) de la población de estudio que tuvo como punto de partida la colección del material biológico.

2.4.1.1. Colecta del material biológico

Se efectuó tomando dos muestras de cada una de las cuatro estaciones de muestreo. El horario de colecta establecido en todos los casos fue durante la mañana. La técnica de colecta empleada fue la de arrastre horizontal y vertical, con red de muestreo de 15 centímetros (cm) de diámetro, 45cm de longitud y de 60 micras (μm) de apertura de poro (Anexo 1), con arrastre desde un bote alcanzando una profundidad promedio de 20 a 30 cm (27). Las muestras fueron tomadas en un frasco colector de 150 mililitros (ml) para luego ser trasvasadas a frascos Schott de 250 ml previamente rotulados. En función de no alterar la naturaleza de las muestras, estas fueron inmediatamente transportadas en un cooler hacia el laboratorio para su análisis.

2.4.1.2. Registro de factores de influencia

Siguiendo las recomendaciones establecidas en los Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas de Samanez et al. (28), se registraron algunos factores de influencia. La temperatura del agua y ambiente fueron medidas con termómetro digital LCD HTC-2 y el pH se midió con cinta indicadora. Se anotaron datos observables durante el muestreo como si hubo

o no bombeo de agua hacia la laguna, presencia de flora, fauna y contaminantes.

2.4.2. Instrumentos de recolección de datos

2.4.2.1. Ficha de campo

Como complemento de la toma de muestra se empleó la ficha de registro de datos en campo (Anexo 2), donde se anotaron los parámetros fisicoquímicos, características del lugar, entre otros. Para la elaboración de la ficha de campo se tomó como referencia la propuesta en los protocolos del MINAM (28).

2.4.2.2. Ficha de conteo

Fue usada en el laboratorio para consignar el número de individuos en el recuento cuantitativo (Anexo 3).

2.4.3. Técnicas de procesamiento y análisis de datos

2.4.3.1. Técnica cualitativa

En el laboratorio, se realizó la preparación de la muestra en fresco y su observación directa al microscopio óptico Carl Zeiss con aumentos de 10 y 40. Se revisaron doce láminas por cada frasco de muestra, y por cada lámina observada se hicieron 2 repeticiones completas. Adicionalmente, se empleó el método de inmovilización física como la compresión con cubre objetos (29) y para una mejor distinción de las características morfológicas de los organismos, se usaron los narcotizantes lugol y azul de metileno como métodos químicos (27).

Durante el proceso de observación de las muestras, los frascos con el material biológico (Anexo 4) se conservaron a temperatura ambiente, recibiendo luz natural indirecta y fueron cubiertos con tapones de gasa para evitar la contaminación externa (30).

2.4.3.2. Técnica cuantitativa

Conteo durante observación en fresco

Previo al recuento con cámara de conteo, se optó por contabilizar los organismos vivos durante la observación en fresco, esto por dos motivos:

1. Durante la fijación (indispensable para el uso de la cámara) la mayoría de los protozoos tienden a morir, por lo que ya no es posible su clasificación (31).
2. La cámara de conteo se recomienda para organismos superiores a las 200 micras (32), quedando excluidos los organismos inferiores a ese tamaño.

Los organismos contabilizados fueron registrados en apuntes, material gráfico y fílmico como colección de referencia para su posterior diagnóstico.

Fijación de muestras

Este proceso le antecedió al recuento con cámara de conteo, donde las muestras fueron fijadas con formol, siguiendo los pasos que se mencionan:

1. Los frascos conteniendo las muestras de agua se dejaron reposar durante aproximadamente tres horas.
2. Se decantó parte del volumen de agua para luego con una pipeta extraer muestras de fondo hacia tubos de ensayo.
3. Se centrifugaron las muestras obtenidas a 2000 revoluciones por minuto (rpm) durante 3 minutos, seguidamente se eliminó superficialmente parte del sobrenadante, cuidando obtener suficiente de este y sedimento.
4. A los tubos con sedimento conteniendo cuatro volúmenes de muestra se les agregó un volumen de formol al 4% agitando levemente para homogeneizar el preparado (31).

Las muestras fijadas fueron preservadas en frascos color caramelo con el etiquetado pertinente (Anexo 5).

Conteo con cámara de Sedgwick-Rafter

Se realizó mediante el método de Sedgwick-Rafter, usando la cámara de conteo del mismo nombre con capacidad para 1 ml de muestra (27). El recuento de organismos se hizo por cuadrantes con ayuda del microscopio óptico a una magnificación de 20x (Anexo 6). Se contaron un total de 30 cuadrantes, puesto que McAlice (33), citado por Moreno et al. (34), demostró que con esa cantidad se obtiene entre el 90 y el 95% de las especies totales de una muestra. Para revisar la metodología de conteo se recomienda leer a Moreno et al. (34).

Los organismos contabilizados fueron consignados en la ficha de conteo (Anexo 3). El cálculo de la población de especies cuantificadas se hizo con la siguiente fórmula (34):

$$T = \frac{1000x(C)}{10x(N)}$$

Donde, “C” es el número de organismos cuantificados y “N” el número de plazas o cuadrantes. “T” se expresa como el número de individuos por litro (ind.L⁻¹) para el caso de zooplancton (35).

2.4.3.3. Técnica de cultivo

Se recurrió al cultivo de las muestras (Anexo 7) con sospecha de presencia de amebas de vida libre (AVL) no identificadas (36).

Nerad (37) sostiene que, “muchos géneros de amebas pueden ser fácilmente mantenidos en cultivos con bacterias como fuente de alimento”. En consecuencia, como medio se utilizó Agar No Nutritivo (ANN) -Ver la preparación en Nerad et al. (38)- inoculado con cepa de *Escherichia coli* inactiva. El proceso de siembra y cultivo basado en el descrito por Gertiser (36) se detalla a continuación:

1. Las muestras de agua sospechosas se dejaron reposar durante aproximadamente un día, transcurrido ese tiempo, un promedio de cuatro quintos del volumen se descartó, el remanente fue centrifugado en tubos de vidrio a 2000rpm por 10 minutos, considerándose en este punto varias repeticiones hasta obtener un tercio del volumen incluyendo el sedimento (pellet).
2. En placas Petri de vidrio conteniendo aproximadamente 5ml de ANN se sembró con asa bacteriológica la cepa de *E.coli* inactiva, sobre esta se adicionó 1ml del pellet previamente tratado.
3. Las placas sembradas se incubaron a 37°C. A las 48 horas se hizo la primera revisión, frotando con un hisopo estéril la superficie del cultivo y trasladándolo a un porta objetos con una gota de agua destilada. El preparado se visualizó a 100 y 400 aumentos.
El cultivo solo se consideró positivo si se confirmaba la presencia de trofozoítos y/o quistes morfológicamente compatibles con AVL durante la observación (36).
4. De no observarse desarrollo de AVL, se repetía el procedimiento durante una semana, y si al cabo de 15 días aún no lo había, se registraba el cultivo como negativo.

2.4.3.4. Identificación y clasificación taxonómica

La identificación de los protozoarios se logró en base a la morfología de los individuos y con ayuda de las siguientes claves y descripciones:

Para los flagelados se empleó a Triemer et al. (39), Leadbeater (40) y Al-Qassab et al. (41); para las amebas desnudas se usó a Smirnov (42) y Smirnov et al. (43); para la diagnosis de las amebas tecadas se revisó la bibliografía de Medioli et al. (44) y para los ciliados se utilizó la guía de Foissner et al. (5). Como referentes generales se tomó a Streble et al. (31) y Taylor et al. (45).

La clasificación taxonómica se siguió de acuerdo a Levine et al. (46). Al mismo tiempo, se consultaron las siguientes bases de datos con sustento científico: The Integrated Taxonomic Information System (ITIS) (47), The National Center for Biotechnology Information (NCBI) (48), Atlas Of Living Australia (ALA) (49), The Taxonomicon (50) y Microworld, world of amoeboid organisms (51).

2.4.3.5. Determinación de especies bioindicadoras

Fueron determinadas a partir de la literatura de Foissner et al. (1996) y Liebmann (1962), donde presentan y confirman el uso de algunas especies de protozoarios como indicadores de la calidad del agua. De acuerdo a la presencia de estos, proponen la división de los cuerpos de agua en cuatro zonas o niveles de contaminación orgánica (polisaprobia “muy fuertemente contaminada”, alfa-mesosaprobia “fuertemente contaminada”, beta-mesosaprobia “moderadamente contaminada” y oligrosaprobia “limpia o muy ligeramente contaminada”) (5,31).

2.4.3.6. Análisis estadístico

Según el MINAM (2014), la cuantificación de protozoarios debe ser realizada estadísticamente, dado que no es posible contar todos los individuos de una muestra (28). Para el procesamiento estadístico se ejecutó el programa Microsoft Excel 2019, logrando la extrapolación de las densidades de las especies, sistematización y consolidación de los resultados. Los datos extrapolados (abundancias relativas) se corrieron en la versión 4 de Past, un software libre para el análisis de datos científicos (52), el cual sirvió para el análisis ecológico.

Con el fin de conocer la ocurrencia de las especies en las estaciones de muestreo, se estableció el índice de constancia, el cual Iannacone et al. (53) toma de Sampaio et al. (54) y lo describe como sigue: Los taxones fueron considerados constantes (C) si se registraban en el 50% o más de las muestras examinadas, comunes (c) cuando se encontraban entre un 10 y 50%, y raros (r) hallándose hasta en un 10% de las muestras (53).

El cálculo del índice de constancia se hizo mediante fórmulas matemáticas en hojas de Excel, y como último paso, se aplicaron dos índices de diversidad alfa para evaluar los taxones presentes en las estaciones de muestreo.

Índice de Shannon-Wiener

Toma en cuenta dos aspectos que contribuyen al concepto de diversidad en una comunidad, riqueza y uniformidad de especies (55). Se expresa con la fórmula:

$$H' = - \sum p_i (\ln p_i)$$
$$p_i = n_i / N$$

Donde, “ni” es el número de individuos de una especie y “N” el número total de individuos en la muestra. Los valores de este índice suelen oscilar entre 1.5 y 3.5, superando rara vez los 4.5 (55).

Índice de Simpson (1949)

Representa la probabilidad de que dos individuos extraídos al azar pertenezcan a diferentes especies (56). Este índice les da una mayor consideración a las especies abundantes sobre las raras, por lo que existe una fuerte influencia de las especies más dominantes (57).

$$1 - D = \sum \left(\frac{n_i}{N} \right)^2$$

Donde, “ni” es el número de ejemplares de cada especie y “N” el número total de ejemplares en la muestra. Cuanto más se acerque el valor a 1, mayor será la diversidad del hábitat (58).

III. RESULTADOS

3.1. Factores de influencia

Tabla 3. Parámetros fisicoquímicos por estación de muestreo, diciembre 2018 – diciembre 2019

Estaciones	pH	Temperatura (C°)	
		Agua	Ambiente
E-01	6.0 - 8.0	20.0 - 27.3	21.0 - 30.9
E-02	6.0 - 7.0	20.8 - 27.5	21.0 - 30.0
E-03	6.0	21.3 - 28.6	22.0 - 32.4
E-04	6.0	21.5 - 28.9	18.0 - 33.0

Fuente: Elaboración propia

Frecuencia de bombeo

El bombeo de agua de pozo hacia la laguna fue continuo durante todas las ocasiones de muestreo, excepto en la tercera y cuarta (febrero y abril).

Flora y fauna

En toda la época de muestreo se observaron frecuentemente (diciembre, enero, abril y julio) individuos de *Gallinula chloropus* “polla de agua”, y muy raras veces (diciembre y abril) individuos de *Nycticorax nycticorax* “garza huaco”.

La flora estuvo conformada por totorales (*Typha domingensis* Pers. “totora”) y juncales (*Schoenoplectus americanus* Pers. “junco”) predominantes en las estaciones de muestreo 3 y 4.

Contaminantes

Se advirtió la presencia de residuos contaminantes en la laguna, tales como botellas y bolsas plásticas en las dos primeras ocasiones de muestreo (diciembre 2018 y enero 2019).

3.2. Especies y estacionalidad

Se registró para el ACR Laguna de Huacachina durante diciembre del 2018 a diciembre del 2019, 98 especies de protozoarios de vida libre (Anexo 8) pertenecientes a 70 géneros, 60 familias, 25 órdenes, 8 clases y 2 phyla (Anexo 9). Dieciséis de ellas fueron especies reportadas anteriormente, y de los 82 nuevos reportes, 8 especies (*Bodo sp.*, *Amoeba sp.*, *Arcella sp.*, *Centropyxis sp.*, *Diffflugia sp.*, *Euglypha sp.*, *Actinosphaerium sp.* y *Aspidisca sp.*) fueron confirmadas, por lo que las 74 especies restantes requerirían métodos más específicos para lograr su identificación inequívoca.

Dentro de las especies dominantes durante el período de muestreo (Figura 2), se registraron: *Bodo sp.* (12.35%), *Euglypha sp.* (8.73%), *Diffflugia lobostoma* (7.13%), *Bicosoeca sp.* (6.39%) y *Paramecium sp.* (4.61%). Siendo *Bodo sp.*, la más abundante en la estación 2 y 3, con 283.33 ind.L⁻¹ y 273.33 ind.L⁻¹ respectivamente; *Euglypha sp.*, en la estación 1 con 470 ind.L⁻¹; y *Bicosoeca sp.*, en la estación 4 con 227 ind.L⁻¹.

Con relación a la ocurrencia de las especies en las estaciones de muestreo (Tabla 4), según el índice de constancia (53), las especies constantemente halladas (C) en las cuatro estaciones muestreadas, fueron: *Entosiphon sulcatum*, *Spumella sp.*, *Bodo sp.*, *Vahlkampfia sp.*, *Arcella intermedia*, *Pyxidicula sp.*, *Diffflugia lobostoma*, *Euglypha rotunda*, *Actinophrys sol*, *Coleps sp.*, *Cyclidium sp.*, *Aspidisca sp.* y *Apoamphisiella sp.*, lo que evidenciaría un rango mayor de distribución por el cuerpo de agua a diferencia de las demás. Del mismo modo, *Entosiphon sulcatum*, *Vahlkampfia sp.*, *Euglypha rotunda*, *Actinophrys sol*, *Coleps sp.*, *Cyclidium sp.*, *Ochromonas sp.* y *Uronema sp.*, fueron registradas durante toda la época del año muestreada (verano, otoño e invierno). Entre ellas, *Actinophrys sol*, *Coleps sp.* y *Vahlkampfia sp.*, además se hallaron en cinco de los seis muestreos, lo que sugeriría una mejor adaptación a las variaciones estacionales (temperatura y pH) y a las alteraciones del medio (como el bombeo de agua).

Respecto a la estacionalidad, el mayor número de especies fue registrado durante el verano, esto ocurrió en todas las estaciones de muestreo. Sin embargo, cabe resaltar que en la estación 1 y 3 se obtuvieron los mayores registros, con 55 y 56 especies halladas respectivamente, pero no considerándose una ventaja considerable respecto a la estación 2 (43 especies) y 4 (49 especies).

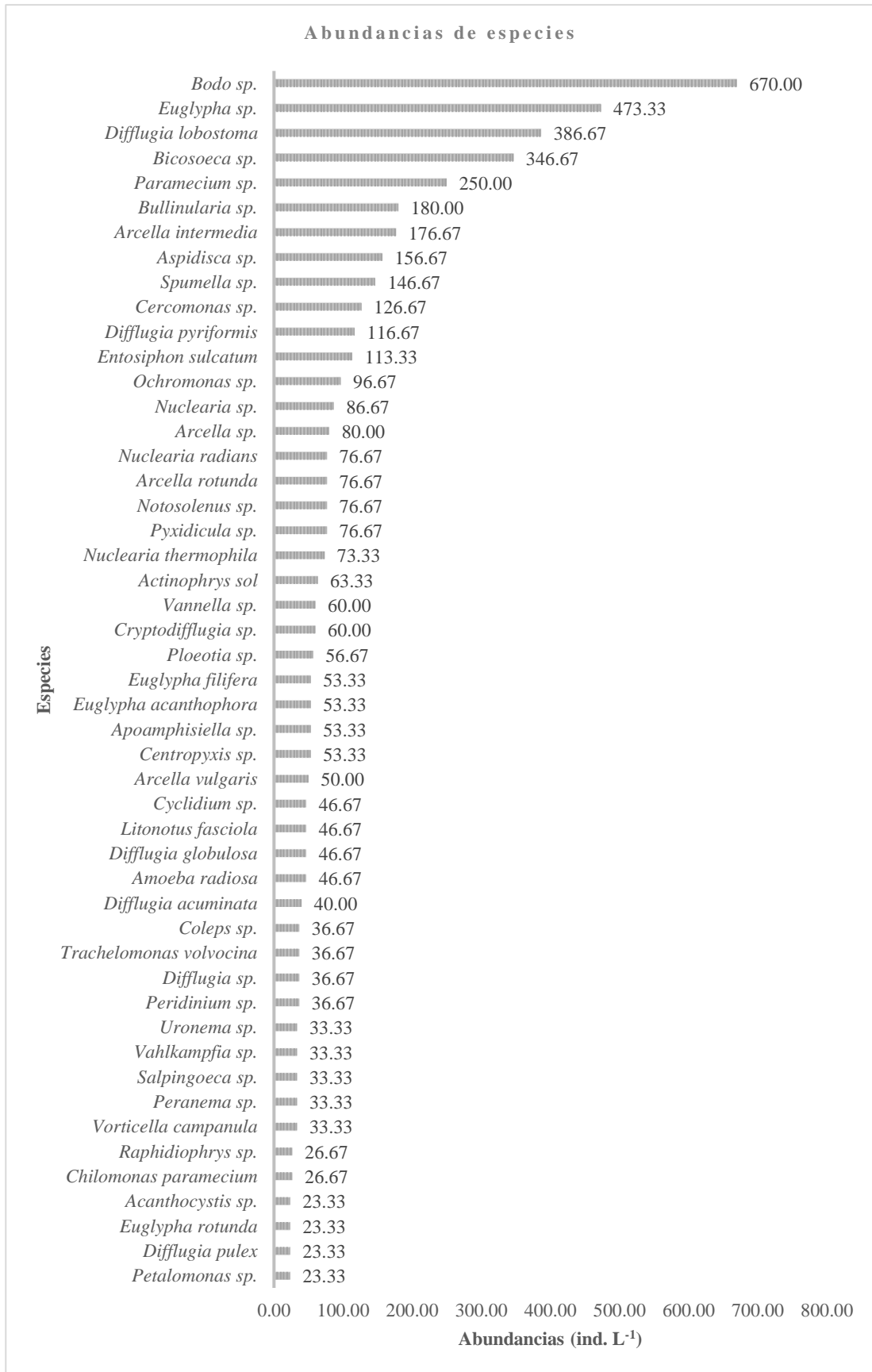


Figura 2. Protozoarios de vida libre más abundantes del ACR Laguna de Huacachina durante diciembre 2018 – diciembre 2019.

Tabla 4. Ocurrencia de especies en estaciones de muestreo, diciembre 2018 – diciembre 2019.

Especies	E1	E2	E3	E4
1. <i>Chilomonas paramecium</i> **	X	-	X	-
2. <i>Glenodinium sp.</i> **	-	-	-	X
3. <i>Peridinium sp.</i> *	-	-	X	X
4. <i>Astasia sp.</i> **	X	X	X	-
5. <i>Euglena sp.</i> *	-	-	X	X
6. <i>Trachelomonas volvocina</i> **	X	X	-	-
7. <i>Discoplastis adunca</i> **	-	-	-	X
8. <i>Notosolenus sp.</i> **	-	-	X	X
9. <i>Petalomonas sp.</i> **	-	-	X	-
10. <i>Dinema platysomum</i> **	-	-	-	X
11. <i>Entosiphon sulcatum</i> **	X	X	X	X
12. <i>Peranema sp.</i> *	X	X	X	-
13. <i>Ploeotia sp.</i> **	X	-	X	X
14. <i>Spumella sp.</i> **	X	X	X	X
15. <i>Ochromonas sp.</i> **	X	-	X	X
16. <i>Chloramoeba sp.</i> **	X	-	-	-
17. <i>Actinomonas sp.</i> **	-	-	-	X
18. <i>Bicosoeca petiolata</i> **	-	-	-	X
19. <i>Bicosoeca sp.</i> **	X	-	X	X
20. <i>Salpingoeca sp.</i> **	-	-	X	X
21. <i>Bodo sp.</i> *	X	X	X	X
22. <i>Cercomonas sp.</i> **	X	X	X	-
23. <i>Saccamoeba sp.</i> **	X	-	-	-
24. <i>Amoeba gorgonia</i> *	X	-	X	-
25. <i>Amoeba radiosa</i> **	-	-	X	X
26. <i>Amoeba sp.</i> *	-	X	-	-
27. <i>Thecamoeba sphaeronucleolus</i> **	-	-	X	-
28. <i>Thecamoeba striata</i> **	X	-	-	X
29. <i>Vannella sp.</i> **	-	X	X	X
30. <i>Korotnevela sp.</i> **	X	-	-	-
31. <i>Mastigamoeba sp.</i> **	-	X	-	-
32. <i>Mayorella sp.</i> **	X	-	-	X
33. <i>Vahlkampfia sp.</i> **	X	X	X	X
34. <i>Arcella hemisphaerica</i> **	-	X	-	-
35. <i>Arcella intermedia</i> **	X	X	X	X
36. <i>Arcella spectabilis</i> **	-	-	X	-
37. <i>Arcella rotunda</i> **	-	X	X	-
38. <i>Arcella sp.</i> *	X	X	-	-
39. <i>Arcella vulgaris</i> **	-	X	X	X
40. <i>Pyxidicula operculata</i> **	X	X	-	-
41. <i>Pyxidicula sp.</i> **	X	X	X	X
42. <i>Centropyxis aculeata</i> *	X	-	X	X

Especies	E1	E2	E3	E4
43. <i>Centropyxis</i> sp.*	-	X	X	-
44. <i>Cochliopodium</i> sp.**	-	-	X	-
45. <i>Cryptodiffugia</i> sp.**	-	X	X	-
46. <i>Diffugia acuminata</i> **	X	X	X	-
47. <i>Diffugia globulosa</i> **	X	-	X	X
48. <i>Diffugia lobostoma</i> *	X	X	X	X
49. <i>Diffugia pulex</i> **	-	X	-	-
50. <i>Diffugia pyriformis</i> **	X	-	X	X
51. <i>Diffugia</i> sp.*	-	X	-	-
52. <i>Lesquereusia</i> sp.**	-	X	-	-
53. <i>Microchlamys patella</i> **	-	-	X	-
54. <i>Netzelia</i> sp.**	-	X	-	X
55. <i>Netzelia tuberculata</i> **	X	-	X	X
56. <i>Bullinularia</i> sp.**	X	X	-	-
57. <i>Cyclopyxis</i> sp.**	-	X	-	-
58. <i>Nuclearia radians</i> **	-	-	X	-
59. <i>Nuclearia</i> sp.**	X	X	X	-
60. <i>Nuclearia thermophila</i> **	-	-	X	-
61. <i>Euglypha acanthophora</i> **	X	-	X	X
62. <i>Euglypha cristata</i> **	-	-	X	-
63. <i>Euglypha filifera</i> **	-	-	X	-
64. <i>Euglypha rotunda</i> **	X	X	X	X
65. <i>Euglypha</i> sp.*	X	X	-	-
66. <i>Sphenoderia</i> sp.**	-	X	-	-
67. <i>Trinema</i> sp.**	X	-	X	X
68. <i>Clathrulina elegans</i> **	X	-	-	-
69. <i>Actinophrys sol</i> *	X	X	X	X
70. <i>Actinosphaerium</i> sp.*	X	-	-	-
71. <i>Acanthocystis aculeata</i> **	-	-	-	X
72. <i>Acanthocystis</i> sp.**	X	X	X	-
73. <i>Raphidiophrys</i> sp.**	X	X	X	-
74. <i>Coleps</i> sp.*	X	X	X	X
75. <i>Prorodon teres</i> **	X	-	X	-
76. <i>Urotricha</i> sp.**	-	-	-	X
77. <i>Litonotus Cygnus</i> **	X	-	-	-
78. <i>Litonotus fasciola</i> **	X	-	X	X
79. <i>Uroleptus</i> sp.**	-	-	-	X
80. <i>Gastronauta</i> sp.**	X	-	-	-
81. <i>Frontonia</i> sp.*	X	-	-	-
82. <i>Paramecium caudatum</i> *	-	-	-	X
83. <i>Paramecium</i> sp.*	X	-	-	X
84. <i>Tetrahymena</i> sp.**	X	X	-	-

Especies	E1	E2	E3	E4
85. <i>Cyclidium sp.**</i>	X	X	X	X
86. <i>Uronema sp.**</i>	X	-	X	X
87. <i>Cothurnia sp.**</i>	X	-	X	-
88. <i>Vaginicola sp.**</i>	X	-	-	-
89. <i>Vorticella campanula*</i>	X	X	-	X
90. <i>Vorticella microstoma*</i>	-	X	-	-
91. <i>Vorticella similis**</i>	-	-	-	X
92. <i>Halteria sp.*</i>	-	-	X	X
93. <i>Limnostrombidium sp.**</i>	-	-	X	-
94. <i>Strobilidium sp.**</i>	X	-	-	-
95. <i>Aspidisca sp.*</i>	X	X	X	X
96. <i>Euplotes sp.*</i>	-	X	-	X
97. <i>Oxytricha sp.*</i>	-	-	-	X
98. <i>Apoamphisiella sp.**</i>	X	X	X	X
Total de especies	55	43	56	49

* Protozoarios confirmados, ** Protozoarios por confirmar.

3.3. Grupos de protozoarios de vida libre dominantes

El Phylum predominante fue Sarcomastigophora con 73 especies (74.49%) y 4640 ind.L⁻¹ (85.56%), mientras que Ciliophora contó con 25 especies (25.51%) y 783 ind.L⁻¹ (14.44%). El phylum Sarcomastigophora agrupa a los subphyla Mastigophora y Sarcodina (46), de ahí que, para una mayor precisión en los resultados, se dividió a los protozoarios en ciliados, mastigóforos (fitomastigóforos y zoomastigóforos) y sarcodinos (amebas desnudas, tecadas y heliozoos) (1). Los sarcodinos fueron los predominantes con 51 especies (52.04%) y 2746.67 ind.L⁻¹ (50.65%), teniendo su mayor abundancia (74.51%) en diciembre del 2018 (verano) (Figura 3 y 4).

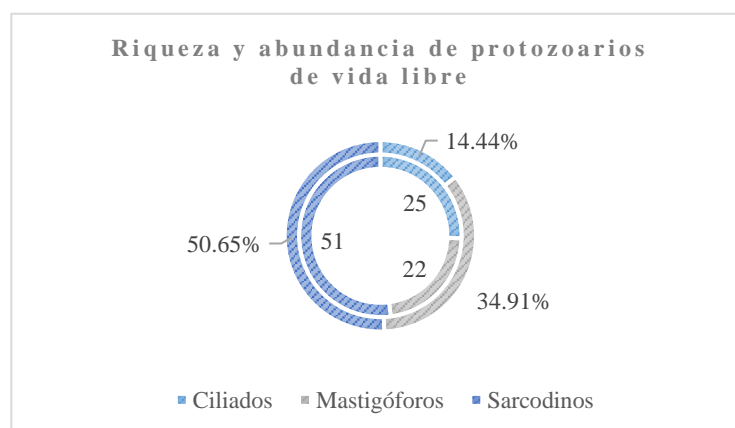


Figura 3. Taxones de protozoarios de vida libre, diciembre 2018 - diciembre 2019.

Dentro de los sarcodinos, el grupo dominante lo representaron las amebas tecadas con 31 especies (31.63%) y 2150 ind.L⁻¹ (39.64%) (Figura 5), teniendo su mayor abundancia (71.71%) durante el primer muestreo (verano). La especie con mayor número de individuos dentro de este grupo fue *Euglypha sp.* con 473 ind.L⁻¹.

En el tiempo muestreado se hallaron 14 géneros de este grupo, como son: *Arcella*, con 6 especies; *Pyxidicula*, con 2 especies; *Centropyxis* con 2 especies; *Cochliopodium*, con una especie; *Cryptodifflugia*, con una especie; *Difflugia*, con 6 especies; *Lesquereusia*, con una especie; *Microchlamys*, con una especie; *Netzelia*, con 2 especies; *Bullinularia*, con una especie; *Cyclopyxis*, con una especie; *Euglypha*, con 5 especies; *Sphenoderia*, con una especie y *Trinema* también con una especie.

El mayor número de especies (63) e individuos por litro (2966.67) se registró en el sexto mes de muestreo (época de verano). La estación con el mayor número de individuos fue la 1, con 1610 ind.L⁻¹, y la menor cantidad se registró en la estación 4 con 1153.33 ind.L⁻¹. Siendo los sarcodinos los dominantes (65.1% de especies y 65.70% de individuos) en la estación 2 (Tabla 5 y 6).

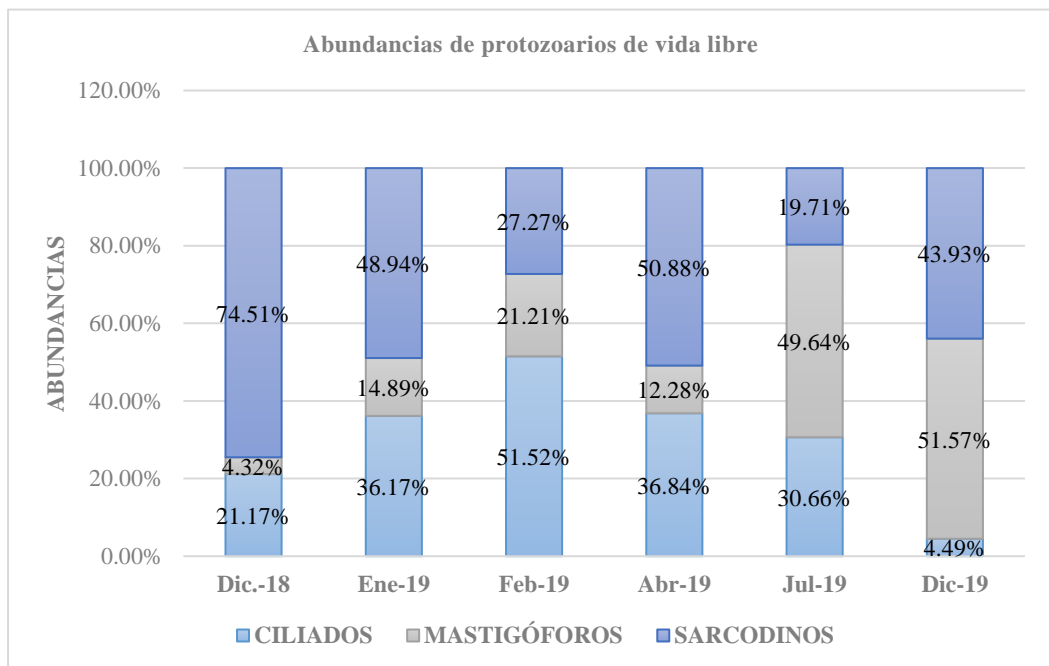


Figura 4. Abundancia relativa de los taxones de protozoarios de vida libre en el ACR Laguna de Huacachina.

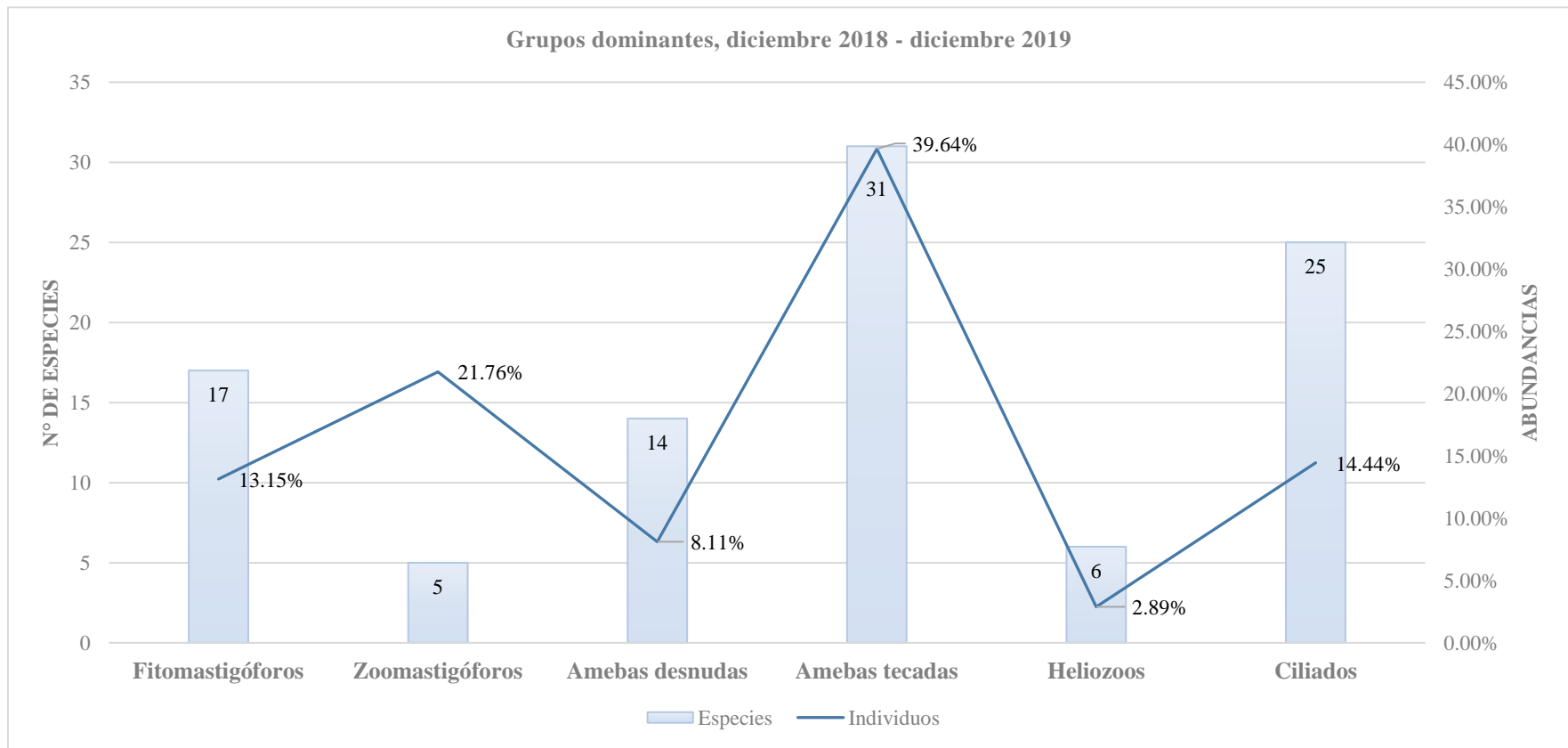


Figura 5. Grupos dominantes de protozoarios de vida libre del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre 2019.

Tabla 5. Riqueza y abundancia de protozoarios de vida libre del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 - diciembre 2019.

	DIC-18				ENE-19				FEB-19			
	Especies		Individuos		Especies		Individuos		Especies		Individuos	
	Total	%	Total	%	Total	%	Total	%	Total	%	Total	%
CILIADOS	10	33.33%	326.67	21.17%	8	40.00%	56.67	36.17%	6	40.00%	56.67	51.52%
MASTIGÓFOROS	3	10.00%	66.67	4.32%	5	25.00%	23.33	14.89%	4	26.67%	23.33	21.21%
SARCODINOS	17	56.67%	1150.00	74.51%	7	35.00%	76.67	48.94%	5	33.33%	30.00	27.27%
Total	30	100.00%	1543.33	100.00%	20	100.00%	156.67	100.00%	15	100.00%	110.00	100.00%

	ABR-19				JUL-19				DIC-19			
	Especies		Individuos		Especies		Individuos		Especies		Individuos	
	Total	%	Total	%	Total	%	Total	%	Total	%	Total	%
CILIADOS	7	35.00%	70.00	36.84%	9	30.00%	140.00	30.66%	10	15.87%	133.33	4.49%
MASTIGÓFOROS	4	20.00%	23.33	12.28%	8	26.67%	226.67	49.64%	18	28.57%	1530.00	51.57%
SARCODINOS	9	45.00%	96.67	50.88%	13	43.33%	90.00	19.71%	35	55.56%	1303.33	43.93%
Total	20	100.00%	190.00	100.00%	30	100.00%	456.67	100.00%	63	100.00%	2966.67	100.00%

Tabla 6. Riqueza y abundancia de protozoarios de vida libre por estaciones de muestreo del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre. 2019.

	ESTACIÓN 1				ESTACIÓN 2			
	Especies		Individuos		Especies		Individuos	
	Total	%	Total	%	Total	%	Total	%
CILIADOS	16	29.09%	286.67	17.81%	8	18.60%	56.67	4.49%
MASTIGÓFOROS	12	21.82%	303.33	18.84%	7	16.28%	376.67	29.82%
SARCODINOS	27	49.09%	1020.00	63.35%	28	65.12%	830.00	65.70%
Total	55	100.00%	1610.00	100.00%	43	100.00%	1263.33	100.00%

	ESTACIÓN 3				ESTACIÓN 4			
	Especies		Individuos		Especies		Individuos	
	Total	%	Total	%	Total	%	Total	%
CILIADOS	10	17.86%	116.67	8.35%	15	30.61%	323.33	28.03%
MASTIGÓFOROS	15	26.79%	646.67	46.30%	15	30.61%	566.67	49.13%
SARCODINOS	31	55.36%	633.33	45.35%	19	38.78%	263.33	22.83%
Total	56	100.00%	1396.67	100.00%	49	100.00%	1153.33	100.00%

3.4. Cultivo de amebas de vida libre (AVL)

El cultivo de AVL se realizó en una oportunidad durante el quinto muestreo, ya que no se logró identificar a nivel de especie una ameba desnuda del orden Schizopyrenida, esto se sabe, visto que poseen etapa flagelar (45).

En el análisis de las muestras cultivadas no se observó desarrollo de trofozoítos ni de quistes, considerándose negativas, por tal razón, no se presentó en la lista de especies identificadas.

3.5. Índices de diversidad alfa

Tabla 7. Índices de diversidad alfa por estaciones de muestreo en el ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre 2019.

Índices	E-01	E-02	E-03	E-04
Taxa	55	43	56	49
Dominancia, D	0.130	0.090	0.066	0.068
Simpson, 1-D	0.871	0.910	0.934	0.932
Shannon-Wiener, H'	2.806	2.961	3.270	3.240
Equidad, e ^{H/S}	0.301	0.449	0.470	0.521

Fuente: Elaboración propia

El índice de Shannon-Wiener presentó los siguientes resultados en orden descendente: estación 3 ($H'=3.27$), estación 4 ($H'=3.24$), estación 2 ($H'=2.96$) y estación 1 ($H'=2.81$). Adicionalmente, el índice de Simpson se presenta en el mismo orden: estación 3 ($1-D=0.93$), estación 4 ($1-D=0.93$), estación 2 ($1-D=0.91$) y estación 1 ($1-D=0.87$) (Tabla 7).

La menor dominancia ($D=0.066$) la tuvo la estación 3, así como el más alto valor del índice de Shannon-Wiener y Simpson, lo que se traduce en una mayor diversidad con respecto a las otras estaciones de muestreo. No obstante, la estación 4 mostró un valor del índice de Shannon-Wiener bastante cercano al de la 3, con una equidad (0.521) ligeramente superior, pero una dominancia de especies más acentuada con relación a esta, lo que la posicionaría como la segunda estación más diversa.

La estación con la mayor dominancia de especies, la más baja equidad y por ende menor diversidad, fue la estación 1 (Figura 6).

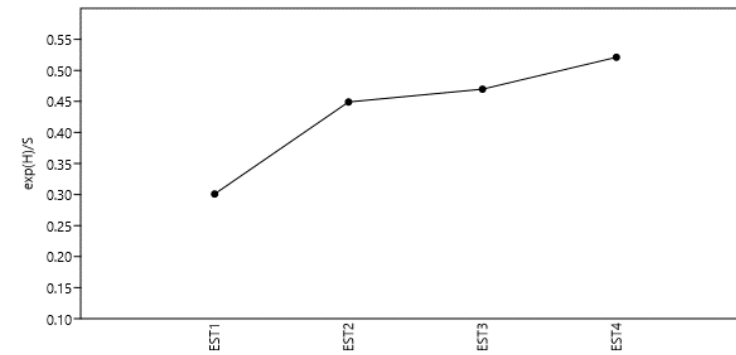
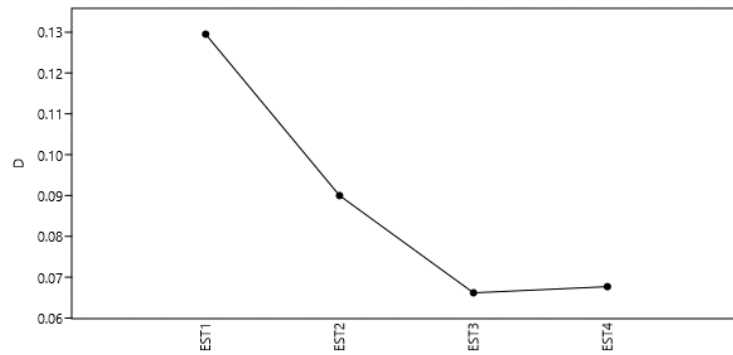
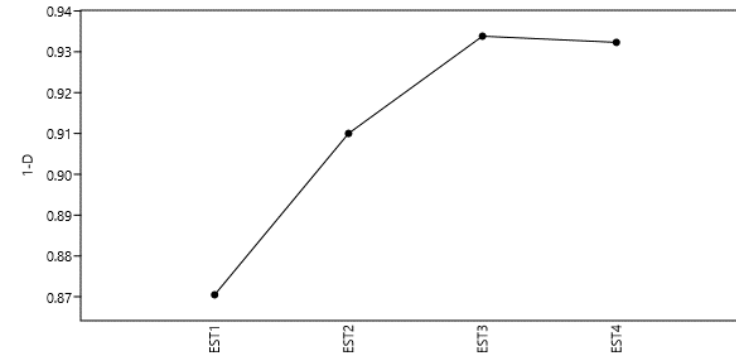
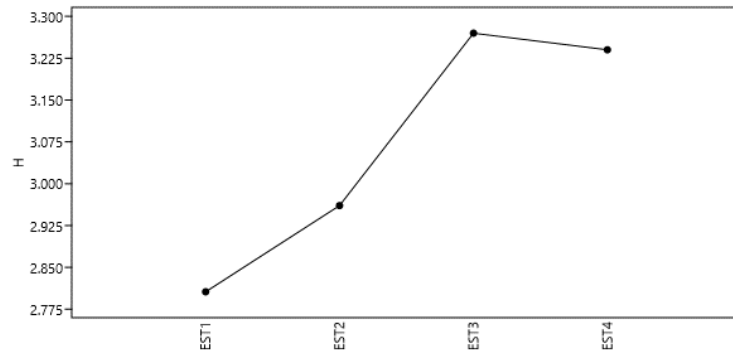


Figura 6. Índices de Shannon-Wiener (H'), Simpson ($1-D$), dominancia (D) y equidad ($e^{H'}/S$) en las cuatro estaciones de muestreo del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre 2019.

3.6. Protozoarios de vida libre bioindicadores

Tabla 8. Especies bioindicadoras de la calidad del agua del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre 2019.

Especies	Clasificación saprobiológica	Tipo de agua
Ciliados		
1. <i>Chilomonas paramecium</i> **	a	E
2. <i>Prorodon teres</i> **	a	-
3. <i>Urotricha sp.</i> **	a - b - p	E, C
4. <i>Litonotus cygnus</i> **	b	C, E
5. <i>Litonotus fasciola</i> **	a	C
6. <i>Uroleptus sp.</i> **	b - a	E, C
7. <i>Frontonia sp.</i> *	o	E
8. <i>Paramecium caudatum</i> *	a - p	E, C, R
9. <i>Paramecium sp.</i> *	a - b - p	E, C, R
10. <i>Tetrahymena sp.</i> **	p	C, E, R
11. <i>Cyclidium sp.</i> **	a	C
12. <i>Uronema sp.</i> **	a - p	C, E
13. <i>Vaginicola sp.</i> **	o - b	E, C
14. <i>Vorticella campanula</i> *	a - b	E, C, R
15. <i>Vorticella microstoma</i> *	p - a	E, C
16. <i>Vorticella similis</i> **	o	E
17. <i>Halteria sp.</i> *	o	-
18. <i>Strobilidium sp.</i> **	o - b	E, C
19. <i>Aspidisca sp.</i> *	a - b	C, E, R
20. <i>Oxytricha sp.</i> *	a - b - p	E, C, R
Mastigóforos		
21. <i>Astasia sp.</i> **	a	E
22. <i>Euglena sp.</i> *	p	-
23. <i>Bodo sp.</i> *	a - p	E, R
24. <i>Cercomonas sp.</i> **	p	R
Sarcodinos		
25. <i>Mastigamoeba sp.</i> **	p	-
26. <i>Vahlkampfia sp.</i> **	p	-
27. <i>Acanthocystis sp.</i> **	o	E

a = alfa-mesosaprobia, b = beta-mesosaprobia, C = agua corriente, E = agua estancada, p = polisaprobia,

o = oligosaprobia, R = aguas residuales.

* Protozoarios confirmados, ** Protozoarios por confirmar.

La clasificación saprobiológica o nivel de contaminación de las aguas (5,31), muestra que fueron 15 las especies indicadoras de aguas alfa-mesosaprobias, es decir, altamente contaminadas; 12 especies que habitan en aguas polisaprobias o aguas estancadas fuertemente contaminadas; así como 9 especies indicadoras de aguas beta-mesosaprobias o con contaminación moderada y 6 presentes en aguas oligosaprobias, limpias o levemente contaminadas.

Muchas de las especies bioindicadoras tuvieron presencia en más de un nivel, siendo la mayoría, propias de aguas estancadas, algunas también habitando aguas corrientes y otras en aguas residuales como en el caso de *Bodo sp.*

Las especies *Euglena sp.*, *Cercomonas sp.*, *Bodo sp.*, *Mastigamoeba sp.* y *Vahlkampfia sp.* son consideradas indicadoras de aguas polisaprobias (Tabla 8) que, de acuerdo a su presencia en las estaciones de muestreo (Tabla 4) y época del año, indicaría que la laguna de Huacachina tuvo un nivel muy elevado de contaminación orgánica, sobre todo en las estaciones 2 y 3, durante diciembre del 2019 (verano).

3.7. Catálogo de las especies

Las especies de protozoarios de vida libre encontrados en el ACR Laguna de Huacachina dentro del período de la investigación, se recopilaron en un catálogo ilustrado en línea (Figura 7).

Para su consulta, ver el siguiente enlace: <https://bit.ly/2V0iNRV>

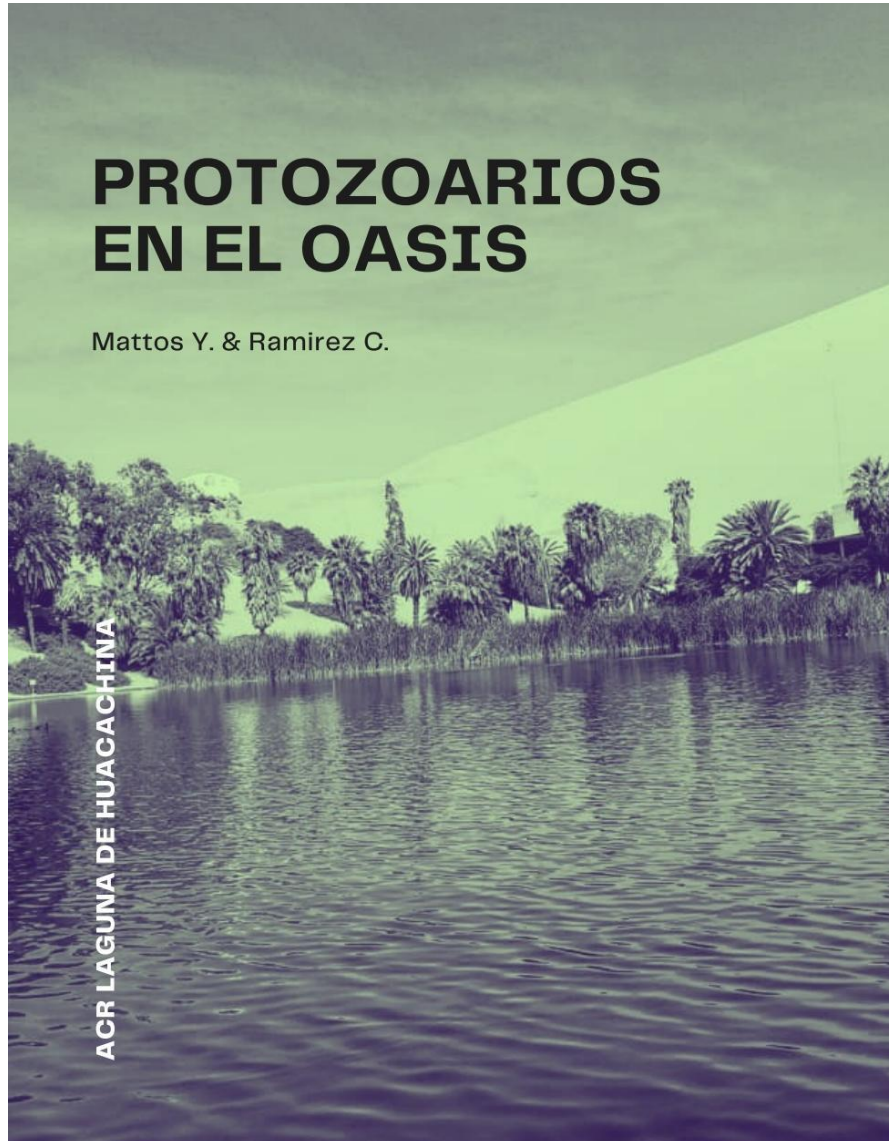


Figura 7. Catálogo de protozoarios de vida libre del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre 2019.

3.8. Taxonomía de las especies

La clasificación de las especies sigue el orden taxonómico propuesto por Levine et al. (46) en 1980.

Reino Protista

Subreino Protozoa

Phylum I. SARCOMASTIGOPHORA Honig-berg & Balamuth, 1963

Subphylum I. MASTIGOPHORA Diesing, 1866

Clase 1. **PHYTOMASTIGOPHOREA** Calkins, 1909

Orden 1. **CRYPTOMONADIDA** Senn, 1900

Familia Cryptomonadidae Stein

Género *Chilomonas* Ehrenberg, 1831

Especie *Chilomonas paramecium*

Ehrenberg, 1832

Orden 2. **DINOFLAGELLIDA** Butschli, 1885

Familia Glenodinidae Lemmermann

Género *Glenodinium* Ehrenb., 1836

Especie *Glenodinium sp.*

Familia Peridiniidae Kent

Género *Peridinium* Ehrenberg, 1830

Especie *Peridinium sp.*

Orden 3. **EUGLENIDA** Bütschli, 1884

Suborden 2. EUGLENINA Bütschli, 1884

Familia Euglenidae Stein

Género *Astasia* Dujardin, 1830

Especie *Astasia sp.*

Género *Euglena* C.G. Ehrenberg, 183

Especie *Euglena sp.*

Género *Trachelomonas* Ehrenberg,
1833

Especie *Trachelomonas volvocina*

Ehrenberg

Familia Phacaceae Kim et al. 2010

Género *Discoplastis* Triemer, 2006

Especie *Discoplastis adunca*

(Reclasificada del género *Euglena*) Triemer,
2006

Suborden 4. SPHENOMONADINA Leedale, 1967

Familia Sphenomonidae

Género *Notosolenus* Stokes, 1884

Especie *Notosolenus sp.*

Género *Petalomonas* F. Stein, 1859

Especie *Petalomonas sp.*

Suborden 5. HETERONEMATINA Leedale, 1967

Familia Peranemataceae

Género *Dinema* J.A.M. Perty, 1852

Especie *Dinema platysomum*

W.J. Lee & D.J. Patterson, 2000

Género *Entosiphon* F. Stein, 1878

Especie *Entosiphon sulcatum*

(Dujardin 1841) F. Stein, 1878

Familia Peranemidae

Género *Peranema* Dujardin, 1841

Especie *Peranema sp.*

Familia Ploetiidae

Género *Ploetia* Dujardin, 1841

Especie *Ploetia sp.*

Orden 4. **CHRYSOMONADIDA** Engler, 1898

Familia Chromulinaceae Engl. (1897), nom. cons.

Género *Spumella* Cienk., 1870

Especie *Spumella sp.*

Familia Ochromonadaceae Lemmerm., 1899, nom.
cons.

Género *Ochromonas* Vysotskii, 1887

Especie *Ochromonas sp.*

Orden 5. **HETEROCHLORIDA** Pascher, 1912

Familia Chloramoebaceae

Género *Chloramoeba* Lagerheim, 1897

Especie *Chloramoeba sp.*

Orden 10. **SILICOFLAGELLIDA** Borgert, 1891

Familia Actinomonadaceae Kent, 1880

Género *Actinomonas* W.S. Kent, 1880

Especie *Actinomonas sp.*

Clase 2. ZOOMASTIGOPHOREA Calkins, 1909

Orden 1. **CHOANOFLAGELLIDA** Kent, 1880

Familia Bicosoecidae Stein, 1878

Género *Bicosoeca* James-Clark, 1866

Especie *Bicosoeca* sp.

Bicosoeca petiolata (F. Stein) Bourr.

Familia Salpingoecidae Kent, 1880

Género *Salpingoeca* James-Clark, 1868

Especie *Salpingoeca* sp.

Orden 2. **KINETOPLASTIDA** Honigberg, 1963

emend. Vickerman, 1976

Suborden 1. BODONINA Hollande, 1952 emend.

Vickerman, 1976

Familia Bodonidae Bütschli, 1887

Género *Bodo* Ehrenberg, 1830

Especie *Bodo* sp.

Orden **CERCOMONADIDA** Poche, 1913

Familia Cercomonadidae Kent, 1880

Género *Cercomonas* F. Dujardin, 1841

Especie *Cercomonas* sp.

Subphylum III. **SARCODINA** Schmarda, 1871

Superclase 1. **RHIZOPODA** Von Siebold, 1845

Clase 1. **LOBOSEA** Carpenter, 1861

Subclase 1. **GYMNAMOEBIA** Haeckel, 1862

Orden 1. **AMOEBIDA** Ehrenberg, 1830

Suborden 1. **TUBULINA** Bovee & Jahn, 1966

Familia Hartmannellidae Volkonsky, 1931

Género *Saccamoeba* Frenzel, 1892

Especie *Saccamoeba* sp.

Familia Amoebidae Ehrenberg, 1838

Género *Amoeba* Bory de St. Vincent, 1822

Especie *Amoeba gorgonia* Pen

Amoeba radiosa Ehr.

Amoeba sp. Bory de St. Vincent, 1822

Suborden 2. **THECINA** Bovee & Jahn, 1966

Familia Thecamoebidae Schaeffer, 1926

Género *Thecamoeba* Fromentel, 1874

Especie Thecamoeba sphaeronucleolus
(Greeff, 1891) Schaeffer, 1926
Thecamoeba striata (Penard, 1890) Schaeffer,
1926
Familia Vannellidae Bovee, 1970
Género *Vannella* Bovee, 1965
Especie *Vannella* sp.

Suborden 4. CONOPODINA Bovee & Jahn, 1966
Familia Paramoebidae (Poche, 1913) Page, 1987
[Smirnov]
Género *Korotnevella* Goodkov, 1988
Especie *Korotnevella* sp.
Género *Mastigamoeba* Schulze, 1875
Especie *Mastigamoeba* sp.
Género *Mayorella* Schaeffer, 1926
Especie *Mayorella* sp.

Orden 2. **SCHIZOPYRENIDA** Singh, 1952
Familia Vahlkampfiidae Jollos, 1917
Género *Vahlkampfia* Chatton & LaLung-
Bonnaire, 1912
Especie *Vahlkampfia* sp.

Subclase 2. TESTACEALOBOSIA de Saede-leer, 1934
Orden 1. **ARCELLINIDA** Kent, 1880
Familia Arcellidae Ehrenberg, 1843
Género *Arcella* Ehrenberg, 1832[1830]
Especie *Arcella hemisphaerica* Perty,
1852
Arcella intermedia Deflandre, 1928
Arcella spectabilis Deflandre, 1928
Arcella rotunda Playfair, 1918
Arcella sp.
Arcella vulgaris Ehrenberg
Género *Pyxidicula* Ehrenberg, 1838
Especie *Pyxidicula operculata* Agardh,
1827 Ehrenberg, 1838
Pyxidicula sp.

Familia Centropyxidae Jung, 1942

- Género *Centropyxis* Stein, 1857
 Especie *Centropyxis aculeata* Ehrenberg,
 1830
Centropyxis sp. Stein, 1857
- Familia Cochliopodiidae de Saedeleer, 1934
 Género *Cochliopodium* Hertwig & Lesser,
 1874
 Especie *Cochliopodium* sp.
- Familia Cryptodifflugiidae Jung, 1942
 Género *Cryptodifflugia* Penard, 1890
 Especie *Cryptodifflugia* sp.
- Familia Difflugiidae Wallich, 1864
 Género *Difflugia* Leclerc, 1815
 Especie *Difflugia acuminata* Ehrenberg,
 1838
Difflugia globulosa Dujardin, 1837
Difflugia lobostoma Leidy, 1879
Difflugia pulex Penard, 1890
Difflugia pyriformis Perty, 1849
Difflugia sp. Leclerc, 1815
- Familia Lesquereusiidae Jung, 1942
 Género *Lesquereusia* Schlumberger, 1845
 Especie *Lesquereusia* sp.
- Familia Microchlamyidae Ogden, 1985
 Género *Microchlamys* Cockerell, 1911
 Especie *Microchlamys patella* (Claparède &
 Lachmann, 1859) Cockerell, 1911
- Familia Netzeliidae Kosakyan, Lara, Goma & Lahr,
 2016
 Género *Netzelia* Ogden, 1979
 Especie *Netzelia tuberculata* Wallich,
 1864
Netzelia sp.
- Familia Plagiopyxidae Bonnet et Thomas 1960
 Género *Bullinularia* Deflandre, 1953
 Especie *Bullinularia* sp. Deflandre,
 1953

Familia Trigonopyxidae Loeblich & Tappan, 1964

Género *Cyclopyxis* Deflandre, 1929

Especie *Cyclopyxis* sp.

Clase 6. FILOSEA Leidy, 1879

Orden 1. **ACONCHULINIDA** De Saedeleer, 1934

Familia Nucleariidae Cann & Page, 1979

Género *Nuclearia* Cienkowski, 1865

Especie *Nuclearia radians* Patterson,
1984

Nuclearia sp.

Nuclearia thermophila Yoshida,
Nakayam and Inouy, 2008

Orden 2. **GROMIIDA** Claparede & Lachmann, 1859

Familia Euglyphidae Wallich 1864, emend. Lara et al.,
2007

Género *Euglypha* Dujardin, 1841

Especie *Euglypha acanthophora*
Ehrenberg, 1841

Euglypha cristata Leidy, 1874

Euglypha filifera Penard, 1890

Euglypha rotunda Wailes & Penard

Género *Sphenoderia* Schlumberger, 1845

Especie *Sphenoderia* sp.

Familia Trinematidae Hoogenraad & De Groot 1940,
emend Adl et al. 2012

Género *Trinema* Dujardin, 1841

Especie *Trinema* sp.

Superclase 2. ACTINOPODA Calkins, 1909

Clase 4. HELIOZOEAE Haeckel, 1866

Orden 1. **DESMOTHORACIDA** Hertwig & Lesser, 1874

Familia Clathruliniidae Claus, 1874

Género *Clathrulina* Cienkowski, 186

Especie *Clathrulina elegans*

Cienkowski, 1867

Orden 2. **ACTINOPHYRIDA** Hartmann, 1913

Familia Actinophyridae Claus, 1874

Género *Actinophrys* Ehrenberg, 1832

Especie *Actinophrys sol* Ehrenberg
 Familia Actinosphaeridae Ehrenberg
 Género *Actinosphaerium* Ehrenberg
 Especie *Actinosphaerium sp.*

Orden 4. **CENTROHELIDA** Kühn 1926
 Familia Acanthocystidae Claus, 1874, emend.
 Cavalier-Smith and Von der Heyden, 2007
 Género *Acanthocystis* Carter, 1863
 Especie *Acanthocystis aculeata*
 Hertwig & Lesser
Acanthocystis sp.

Familia Raphidiophryidae Mikrjukov, 1996
 Género *Raphidiophrys* Archer, 1867
 Especie *Raphidiophrys sp.*

Phylum VII. CILIOPHORA Doflein, 1901

Clase 1. KINETOFRAGMINOPHOREA De Puytorac et al., 1974

Subclase 1. **GYMNOSTOMATIA** Bütschli, 1889

Orden 1. **PROSTOMATIDA** Schewiakoff, 1896

Suborden 3. PRORODONTINA Corliss, 1974

Familia Colepidae Ehrenberg, 1838
 Género *Coleps* Nitzsch, 1827
 Especie *Coleps sp.*

Familia Prorodontidae Kent, 1881
 Género *Prorodon* Ehrenberg, 1833
 Especie *Prorodon teres* (Ehrenberg,
 1834) Foissner, Berger & Kohmann, 1994

Familia Urotrichidae Small & Lynn, 1985
 Género *Urotricha* Claparede & Lachmann,
 1859
 Especie *Urotricha sp.*

Orden 2. **PLEUROSTOMATIDA** Schewiakoff, 1896

Familia Litonotidae Kent, 1882
 Género *Litonotus* Wrzesniowski, 1870
 Especie *Litonotus Cygnus* (O.F.
 Müller, 1773) Foissner, Berger, Blatterer & Kohmann, 1995
Litonotus fasciola Ehrenberg, 1833

Familia Urostylidae Bütschli, 1889

Género *Uroleptus* Ehrenberg, 1831[1832]
 Especie *Uroleptus sp.* Ehrenberg

Subclase 3. **HYPOSTOMATIA** Schewiakoff, 1896

Superorden 2. PHYLLOPHARYNGIDEA de Puytorac et al., 197

Orden 1. **CYRTOPHORIDA** Faure-Fremiet, in Corliss, 1956

Suborden 1. CHLAMYDODONTINA Deroux, 1976

Familia Gastronomitidae Deroux, 1994

Género *Gastronauta* Engelmann, in Bütschli, 1889

Especie *Gastronauta sp.*

Clase 2. OLIGOHYMENOPHOREA de Puytorac et al., 1974

Subclase 1. **HYMENOSTOMATIA** Delage & Hérouard, 1896

Orden 1. **HYMENOSTOMATIDA** Delage & Hérouard, 1896

Suborden 1. TETRAHYMENINA Fauré-Fremiet, in Corliss, 1956

Familia Tetrahymenidae Corliss, 1952

Género *Tetrahymena sp.* Furgason, 1940

Especie *Tetrahymena sp.*

Suborden 3. PENICULINA Fauré-Fremiet, in Corliss, 1956

Familia Frontoniidae Kahl, 1926

Género *Frontonia* Ehrenberg, 1838

Especie *Frontonia sp.*

Familia Parameciidae Ehrenberg, 1838

Género *Paramecium* Müller, 1773

Especie *Paramecium caudatum* Ehrenberg, 1838

Paramecium sp.

Orden 2. **SCUTICOCILIATIDA** Small, 1967

Suborden 2. PLEURONEMATINA Fauré-Fremiet, in Corliss, 1956

Familia Cyclidiidae Ehrenberg, 1838

Género *Cyclidium* Müller, 1786

Especie *Cyclidium sp.* Müller, 1786

Familia Uronematidae Thompson, 1964

Género *Uronema* Dujardin, 1841

- Especie *Uronema sp.*
- Subclase 2. **PERITRICHIA** Stein, 1859
- Orden 1. **PERITRICHIDA** Stein, 1859
- Familia Vaginicolidae de Fromentel, 1874
- Género *Cothurnia* Ehrenberg, 1831
- Especie *Cothurnia sp.*
- Género *Vaginicola* Lamarck, 1816
- Especie *Vaginicola sp.*
- Familia Vorticellidae Ehrenberg, 1838
- Género *Vorticella* Linnaeus, 1767
- Especie *Vorticella campanula*
Ehrenberg, 1831
- Vorticella microstoma* Ehrenberg
- Vorticella similis* Stokes, 1887
- Clase 3. **POLYMENOPHOREA** Jankowski, 1967
- Subclase 1. **SPIROTRICHIA** Bütschli, 1889
- Orden 3. **OLIGOTRICHIDA** Bütschli, 1887
- Suborden 1. **OLIGOTRICHINA** Bütschli, 1887
- Familia Halteriidae Claparede & Lachmann, 1858
- Género *Halteria* Dujardin, 1841
- Especie *Halteria sp.*
- Familia Strobilidiidae Kahl, 1927
- Género *Strobilidium* Schewiakoff, 1892
- Especie *Strobilidium sp.*
- Familia Pelagostrombidiidae Agatha, 2004
- Género *Limnostrombidium* Krainer, 1995
- Especie *Limnostrombidium sp.*
- Orden 4. **HYPOTRICHIDA** Stein, 1859
- Suborden 2. **SPORADOTRICHINA** Fauré-Fremiet, 1961
- Familia Aspidiscidae Ehrenberg, 1838
- Género *Aspidisca* Ehrenberg, [1830]
- Especie *Aspidisca sp.*
- Familia Euplotidae Ehrenberg, 1838
- Género *Euplotes* Ehrenberg, 1830
- Especie *Euplotes sp.*
- Familia Oxytrichidae Ehrenberg, 1838
- Género *Apoamphisiella* Foissner, 1997

Especie *Apoamphisiella* sp.

Género *Oxytricha* Bory, 1824

Especie *Oxytricha* sp.

IV. DISCUSIÓN

En el presente estudio se identificaron 98 especies de protozoarios de vida libre (Anexo 9), 82 de los cuales fueron registros nuevos para el humedal (Anexo 8), pues de los 40 protozoarios anteriormente reportados por Barrera et al. (2004) (17), Barrera et al. (2008) (18), Solís et al. (2013) (19) y Peralta (2019) (20), solo se observaron 16, teniéndose así hasta la fecha un total de 106 protozoarios de vida libre (31 ciliados, 26 mastigóforos y 49 sarcodinos) para el ACR Laguna de Huacachina. Las demás especies no registradas se cree que podrían haber estado en etapa quística, haciéndose difícil su reconocimiento (59). De estos 82 reportes nuevos, 74 deberían ser contrastados y corroborados en investigaciones futuras.

Referente al grupo dominante, Solís et al. (2013) (19) y Barrera et al. (2004) (17) en sus respectivas investigaciones advirtieron una mayor riqueza y abundancia de ciliados, difiriendo del presente donde los sarcodinos fueron los predominantes (Figura 3), especialmente el grupo de las amebas tecadas (Figura 5), esto pudo deberse a los cambios que ha experimentado la laguna a lo largo del tiempo, como su constante déficit hídrico (60), lo que explicaría la mayor presencia de este grupo, puesto que, según Finlay et al. (1998) serían resistentes a la desecación (13). En adición a esto, Radhakrishnan et al. (2015) refiere que las amebas tecadas están altamente involucradas en el control de la contaminación de los ecosistemas acuáticos (3), lo que justificaría su presencia, dada la calidad de las aguas del oasis.

En relación a la diversidad, Thorp (2015) menciona que las macrófitas vasculares son clave en la estructura de los cuerpos de agua, pues contribuyen a incrementar la diversidad y densidad de la fauna acuática, sirviendo también como protección contra depredadores (25), lo cual se correspondería con los más altos valores de diversidad para las estaciones 3 y 4 (Tabla 7), zonas que contaron con la mayor presencia de vegetación acuática (totoraes y juncas).

En el último muestreo se observó una dominancia muy marcada de los zoomastigóforos y particularmente de *Bodo sp.* (Figura 2), una especie bioindicadora de aguas polisaprobias y alfa-mesosaprobias (Tabla 8), en las cuales, de acuerdo a Streble (31) la densidad de flagelados sería elevada, lo que se corroboraría con lo expuesto e indicaría una fuerte contaminación orgánica en Huacachina durante ese período. Adicionalmente, se encontró por primera vez durante el estudio, dos especies de dinoflagelados (*Peridinium sp.* y *Glenodinium sp.*) y una ocurrencia excesiva de la cianobacteria del género *Microcystis*, que según la literatura puede llegar a causar floraciones algales nocivas conjuntamente con otras especies y siendo reportada anteriormente en Huacachina por Mendoza-Carbajal (21), eso sumado a la proliferación bacteriana y al escaso oxígeno propio de las aguas polisaprobias, aunado al aumento de la temperatura en verano, habrían generado todas las condiciones para la mortandad de peces reportada una semana después (61). Se coincide con Peralta et al. (2019) al afirmar que la calidad del agua de la laguna es muy crítica (20), no obstante, si la diversidad de protozoarios de vida libre no pareció haber sufrido mayor alteración

se debería a que según Pratt et al. (1985) tienen una amplia tolerancia ambiental, lo que también los condiciona a carecer de un tipo de hábitat en específico (12).

Respecto a la estacionalidad, Finlay et al. (1998) sostiene que, los mastigóforos más pequeños tienen mayor importancia durante el verano e invierno (13), guardando similitud con lo encontrado, ya que, los zoomastigóforos fueron los más abundantes (45.26%) en diciembre, correspondiente a la época de verano, al igual que los fitomastigóforos quienes alcanzaron el mayor número de individuos (38.88%) en julio, durante la época de invierno.

Un aspecto relevante fue la presencia de amebas del orden Shizopyrenida –que, conforme a la literatura, incluye a los géneros *Naegleria* y *Vahlkampfia*- (62), de las cuales se logró identificar en todas las épocas muestreadas a *Vahlkampfia sp.* (Tabla 4), que de acuerdo con Beltrán de Estrada et al. (1997) y Gertiser (2015), es una especie de ameba oportunista con potencial de enfermar al ser humano (62,36).

V. CONCLUSIONES

- La diversidad de protozoarios del ACR Laguna de Huacachina estuvo conformada por 98 especies de vida libre (82 reportes nuevos, 74 de ellos por discutirse en futuras investigaciones).
- La laguna registró una alta diversidad de especies en las estaciones 3 y 4, a pesar de atravesar períodos de elevada carga orgánica.
- Los taxones que representaron la diversidad de protozoarios de vida libre fueron los ciliados, mastigóforos y sarcodinos. Incluyendo estos últimos a las amebas tecadas como el grupo dominante.
- Se encontraron 27 especies de protozoarios de vida libre bioindicadores de la calidad saprobiológica del agua, siendo útiles para el monitoreo y predicción de cambios que pudieran alterar el equilibrio de los hábitats acuáticos.
- El catálogo ilustrado contiene las 98 especies de protozoarios registrados en Huacachina durante el período de diciembre del 2018 a diciembre del 2019.
- No se encontraron formas parásitas de protozoarios, sin embargo, es importante advertir la existencia de amebas de vida libre con potencial patógeno, lo que supondría un riesgo para la salud de los bañistas.

VI. RECOMENDACIONES

Se recomienda la profundización de estudios ecológicos y el uso de técnicas especializadas que apoyen la identificación inequívoca de las especies de protozoarios, así como la presencia de amebas patógenas y de protozoarios parásitos.

Se sugiere a las autoridades tomar en cuenta a los grupos de protozoarios, dada su capacidad bioindicadora y su importancia en la salud pública.

Se aconseja no hacer uso del cuerpo de agua para actividades que involucren el contacto directo.

VII. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Warren A, Esteban GF, Finlay BJ. Chapter 2 - Protozoa. In Rogers DC, Thorp JH, editors. Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates: Keys to Palaeartic Fauna. 4th ed.: Academic Press; 2019. p. 07-42.
2. Rogerson A, Berger J. Effect of crude oil and petroleum-degrading microorganisms on the growth of freshwater and soil protozoa. *J Gen Microbiol.* 1981; 124: p. 53–59.
3. Radhakrishnan R, Jayaprakas V. Free living protozoans as bioindicators in Vembanad lake, Kerala, India, and important Ramsar site. *IJFAS.* 2015; 2(3): p. 192-197.
4. Twining BS, Fisher NS. Trophic transfer of tracer metals from protozoa to mesozooplankton. *Limnol Oceanogr.* 2004; 49: p. 28–39.
5. Foissner W, Berger H. A user-friendly guide to the ciliates (Protozoa, Ciliophora) commonly used by hydrobiologists as bioindicators in rivers, lakes, and waste waters, with notes on their ecology. In Hildrew AG, Townsend CR, editors. *Freshwater Biology.*: Blackwell Science Ltd; 1996. p. 375-482.
6. Amacker N, Mitchell EAD, Ferrari BJD, Chèvre N. Development of a new ecotoxicological assay using the testate amoeba *Euglypha rotunda* (Rhizaria; Euglyphida) and assessment of the impact of the herbicide S-metolachlor. *Chemosphere.* 2018.
7. Medioli FS, Scott DB. Holocene Arcellacea (Thecamoebians) from eastern Canada. *Cushman Foundation for Foraminiferal. Research Spec Public.* ; 21: p. 63.
8. Fenchel T. The ecology of heterotrophic microflagellates. *Adv. Microb. Ecol.* 1986; 9: p. 57-97.
9. Berninger UG, Finlay BJ, Kuuppo-Leinikki P. Protozoan control of bacterial abundances in fresh water. *Limnol. Oceanogr.* 1991; 36: p. 139-147.
10. Hobbie JW. The state of the microbes: a summary of a symposium honoring Lawrence Pomeroy. *Microb. Ecol.* 1994; 28: p. 113-116.
11. Sherr EB, Sherr BF. Bacterivory and herbivory: key roles of phagotrophic protists in pelagic food webs. *Microb. Ecol.* 1994; 28: p. 223-235.
12. Pratt JR, Cairns JJ. Functional Groups in the Protozoa: Roles in Differing Ecosystems. *J. Protozool.* 1985; 32(3): p. 415-423.
13. Finlay BJ, Esteban GF. Freshwater protozoa: biodiversity and ecological function. *Biodiversity and Conservation.* 1998; 7: p. 1163-1186.
14. Escomel E. *Obras Científicas Lima, Perú: Torres Aguirre; 1929.*
15. Maldonado A. Las Lagunas de Boza, Chilca y Huacachina y los Gramadales de la Costa de la Perú. *Actas y Trabajos del Segundo Congreso Peruano de Química Lima; 1943.*

16. Escomel E. La Laguna medicinal de Huacachina. Notas biológicas. Lima; 1936.
17. Barrera JG, Solís MI, Phun YC, Miranda D. Scribd. [Internet].; 2004 [Consultado 2021 Mayo 15]. Disponible en: <https://www.scribd.com/document/338650047/Zooplancton-Huacachina-Ica>.
18. Barrera JG, Solís MI, Phun YC. Tecamebas de la Laguna de Huacachina. Investigación docente. Ica: Universidad Nacional San Luis Gonzaga, Facultad de Ciencias; 2008.
19. Solís MI, Phun YC. Diversidad del zooplancton y zoobentos litoral de la laguna Huacachina-Ica. Investigación docente. Ica: Universidad Nacional San Luis Gonzaga, Facultad de Ciencias; 2013.
20. Peralta ES. Situación de la calidad de agua de la laguna Huacachina en base a indicadores biológicos. Tesis de Maestría. Lima: Universidad Ricardo Palma, Ecología y Gestión Ambiental; 2019.
21. Mendoza-Carbajal LH. El género *Sphaerocavum* y dominancia de *S. brasiliense* y *Microcystis wesenbergii* (Microcystaceae, Cyanophyceae) en la floración algal de la laguna Huacachina, Perú. Rev. peru. biol. 2016 Abril; 23(1): p. 53-60.
22. Gobierno Regional de Ica (GORE). Área de Conservación Regional Laguna de Huacachina - ACRLH. Material informativo. Ica; Ica; 2019.
23. Expediente Técnico para el Establecimiento de la Zona Reservada Laguna de Huacachina. Ica; 2011.
24. Valle DF. Propuesta de un plan de ordenamiento para la Gestión Ambiental del balneario de la Huacachina, Ica - Perú. Tesis de maestría. Lima: UNALM; 2000.
25. Thorp JH. Functional Relationships of Freshwater Invertebrates. In Thorp JH, Covich AP, editors. Thorp and Covich's Freshwater Invertebrates. 4th ed.: Academic Press; 2015.
26. Tamayo Ly C, Silva Siesquén I. Técnicas e instrumentos de recolección de datos. Material de cátedra. Chimbote: Universidad Católica Los Ángeles, Departamento Académico de Metodología de la Investigación.
27. Samanez I. Plancton. In Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas: plancton, perifiton, bentos (macroinvertebrados) y necton (peces) en aguas continentales del Perú. Primera ed. Lima: Ministerio del Ambiente; 2014.
28. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Museo de Historia Natural. Anexos. In Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas: plancton, perifiton, bentos (macroinvertebrados) y necton (peces) en aguas continentales del Perú. Lima: Ministerio del Ambiente; 2014. p. 61.
29. Repak AJ. immobilization methods for Protozoa. In Lee JJ, Soldo AT, editors. Protocols in Protozoology. Kansas: Allen Press, Inc; 1992.
30. Guillén GK. Sistema de biblioteca UNMSM. [Internet].; 2002 [Consultado 2021 Junio 23]. Disponible en: <https://bit.ly/3gQYcbq>.

31. Streble H, Krauter D. Atlas de los Microorganismos de Agua dulce Rieradevall Sant M, editor. Barcelona: Ediciones Omega, S.A.; 1987.
32. Rimarachín V. Perifiton. En Métodos de colecta, identificación y análisis de comunidades biológicas: plancton, perifiton, bentos (macroinvertebrados) y necton (peces) en aguas continentales del Perú. Lima: Ministerio del Ambiente; 2014. p. 35.
33. McAlice BJ. Phytoplankton sampling with the Sedgwick-Rafter cell. *Limnology and Oceanography*. 1971 January; 16(1): p. 19-28.
34. Moreno JR, Medina CD, Albarracín VH. Aspectos ecológicos y metodológicos del muestreo, identificación y cuantificación de cianobacterias y microalgas eucariotas. *Reduca*. 2012; 5(5): p. 110-125.
35. Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Universidad Nacional de la Plata. [Internet]. [Consultado 2021 Mayo 17. Disponible en: <https://www.fcnym.unlp.edu.ar/catedras/limnologia/tps/TP7.pdf>.
36. Gertiser ML. Aspectos biológicos y epidemiológicos de Amebas de Vida Libre aisladas en la República Argentina, con énfasis en *Acanthamoeba* spp. Tesis doctoral. Bahía Blanca: Universidad Nacional del Sur, Departamento de Bioquímica; 2015.
37. Nerad TA. American Type Culture Collection Catalogue of Protists. 17th ed. Nerad TA, editor. Rockville, MD: American Type Culture Collection; 1991.
38. Nerad TA, Daggett PM. Cultivation of bacterivorous freshwater amebae. In Lee JJ, Soldo AT, editors. *Protocols in Protozoology*. Kansas: Allen Press, Inc.; 1992.
39. Triemer RE, Zakrys B. Photosynthetic Euglenoids. In Wehr JD, Sheath RG, Kociolek JP, editors. *Freshwater Algae of North America*. 2nd ed.: Academic Press; 2014. p. 459-483.
40. Leadbeater BSC. Historical perspectives. In *The Choanoflagellates: Evolution, Biology and Ecology*. Cambridge: Cambridge University Press; 2015. p. 1–17.
41. Al-Qassab S, Lee WJ, Murray S, Simpson GB, Patterson DJ. Flagellates from Stromatolites and Surrounding Sediments in Shark Bay, Western Australia. *Acta Protozool*. 2002; 41: p. 91-144.
42. Smirnov A. Amoebas, Lobose. In Schaechter M, editor. *Encyclopedia of Microbiology*. 3rd ed. Oxford: Elsevier; 2009. p. 558-577.
43. Smirnov AV, Brown S. Guide to the methods of study and identification of soil gymnamoebae. *Protistology*. 2004; 3(3).
44. Medioli FS, Bonnet L, Scott DB, Medioli BE. *The Thecamoebian Bibliography*. *Palaeontologia Electronica*, 2nd edition. 2003; 6(5).
45. Taylor WD, Sanders RW. Chapter 3 - Protozoa. In Thorp JH, Covich AP, editors. *Ecology and Classification of North American Freshwater Invertebrates*.: Academic Press; 2009. p. 49-90.

46. Levine ND, Corliss JO, Cox FEG, Deroux G, Grain J, Honigberg BM, et al. A Newly Revised Classification of the Protozoa. *J. Protozool.* 1980; 27(1): p. 37-58.
47. The Integrated Taxonomic Information System (ITIS) on-line database. [Internet]. [Consultado 2018 Diciembre 10. Disponible en: [www.itis.gov. https://doi.org/10.5066/F7KH0KBK](https://doi.org/10.5066/F7KH0KBK).
48. Schoch CL, Ciufo s, Domrachev M, Hotton CL, Kannan S, Khovanskaya R, et al. NCBI Taxonomy: a comprehensive update on curation, resources and tools. *Database (Oxford)*. [Internet].; 2020 [Consultado 2020 Enero 5. Disponible en: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/taxonomy>.
49. Atlas Of Living Australia. [Internet]. [Consultado 2019 Febrero 14. Disponible en: <http://www.ala.org.au>.
50. Brands SJ. The Taxonomicon. Universal Taxonomic Services, Zwaag, The Netherlands. [Internet].; 1989-present [Consultado 2019 Enero 20. Disponible en: <http://taxonomicon.taxonomy.nl/>.
51. Siemensma FJ. Microworld, world of amoeboid organisms. World-wide electronic publication, Kortenhoef, the Netherlands. [Internet]. [Consultado 2019 Junio 25. Disponible en: <https://www.arcella.nl/>.
52. University of Oslo. Natural History Museum – University of Oslo. [Internet]. [Consultado 2021 Mayo 27. Disponible en: <https://www.nhm.uio.no/english/research/infrastructure/past/>.
53. Iannacone J, Alvariano L. Diversidad de invertebrados acuáticos de la bocatomía de la atarjea en el Río Rímac, Lima Perú durante 1999. *Biotempo*. 2007 Septiembre; 7: p. 61-75.
54. Sampaio EV, Rocha O, Matsumura-Tundisi T, Tundisi JG. Composition and abundance of zooplankton in the limnetic zone of seven reservoirs of the Paranapanema river, Brazil. *Braz. J. Biol.* 2002 August; 62(3): p. 525-545.
55. Ortiz-Burgos S. Shannon-Weaver Diversity Index. In Kennish MJ, editor. *Encyclopedia of Estuaries*. Encyclopedia of Earth Sciences Series. Dordrecht: Springer; 2016. p. 572.
56. Facultad de Ciencias Naturales y Museo. Universidad Nacional de la Plata. [Internet]. [Consultado 2020 Julio 27. Disponible en: <https://www.fcnym.unlp.edu.ar/catedras/ecocomunidades/TPN3Diversidad.pdf>.
57. Magurran AE. *Measuring Biological Diversity*. 1st ed.: Blackwell Publishing; 2004.
58. Iannacone J, Alvariano L. Diversidad del Zooplancton en la Reserva Nacional de Junín, Peú. *Ecol. apl.* 2006 Diciembre; 5(1, 2): p. 175-181.
59. Guillén G, Morales , Severino R. Adiciones a la fauna de protozoarios de los Pantanos de Villa, Lima, Perú. *Rev. peru. biol.* 2003 Diciembre; 10(2): p. 175-182.
60. Diario Correo. Correo. [Internet].; 2015 [Consultado 2021 Junio 8. Disponible en: <https://bit.ly/3gnhnb8>.

61. La lupa. [Internet].; 2020 [Consultado 2021 Julio 4. Disponible en: <https://bit.ly/2Va8DhH>.
62. Beltrán de Estrada M, Uyema T. N. Amebas de vida libre en muestras de agua de piscinas del Departamento de Lima. Rev. Perú. med. exp. salud pública. 1997; 14(1).

VIII. ANEXOS

ANEXO 1



Figura 8. Colecta del material biológico en el ACR Laguna de Huacachina.

ANEXO 2

<p><u>PROYECTO DE TESIS - PREGRADO</u></p> <p>ZONA DE MUESTREO: ACR Laguna de Huacachina - Ica.</p> <p>POBLACIÓN DE ESTUDIO: PROTOZOARIOS</p>		<p>FICHA DE CAMPO</p> <p><u>DATOS GENERALES</u></p> <p>FECHA: / /</p> <p>CÓDIGO DE ESTACIÓN: ED_</p> <p>HORA DE INICIO:</p> <p>HORA DE TÉRMINO:</p>		
<p>PERSONAL DE CAMPO:</p> <p>Chabelly Ramirez / Yasmin Mattos</p> <p>Responsable:</p>				
<p>REGISTRO FOTOGRÁFICO:</p> <p>CÓD. REGISTRO:</p>				
<p>CONDICIONES METEOROLÓGICAS: Soleada.... Nublada.... Lluvioso.... Otro.....</p>	<p>COORDENADAS Y ALTITUD:</p>			
<p>PROFUNDIDAD APROXIMADA</p>	<p>Lluvias en los últimos 7 días: SI.... NO....</p>			
<p>PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS:</p> <p style="text-align: center;">pH T (C°) H₂O T (C°) AMB.</p> <p>VALOR:</p>				
<p>OLOR DEL AGUA: Normal/Ninguno.... Otro.....</p>	<p>COLOR DEL AGUA Y ASPECTO:</p>			
<p>CARACTERÍSTICAS DEL LUGAR:</p> <table border="1" style="width: 100%; border-collapse: collapse;"> <tr> <td style="width: 50%; padding: 5px;">FLORA</td> <td style="width: 50%; padding: 5px;">FAUNA</td> </tr> </table>		FLORA	FAUNA	<p>TIPOS DE CONTAMINANTES</p> <p>RRSS: SI.... NO....</p> <p>OTROS.....</p> <p>.....</p> <p>.....</p>
FLORA	FAUNA			
<p>OBSERVACIONES / COMENTARIOS:</p>				

Figura 9. Ficha de registro de datos de campo.

ANEXO 4



Figura 11. Mantenimiento de muestras colectadas en frascos Schott de 250ml.

ANEXO 5



Figura 12. Preservación de muestras en frascos color caramelo (fijación).

ANEXO 6



Figura 13. Conteo con cámara de Sedgwick-Rafter.

ANEXO 7

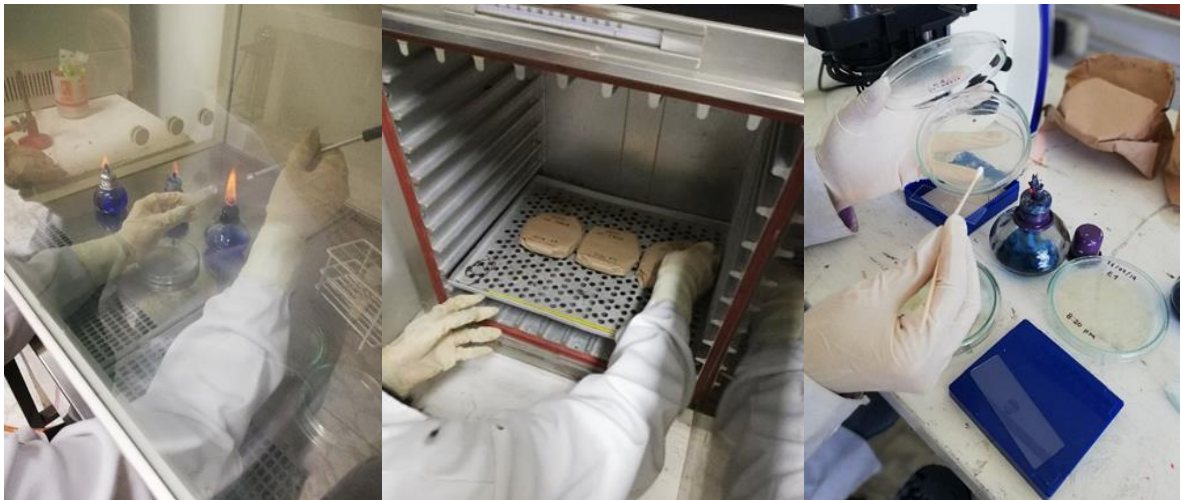


Figura 14. Cultivo y análisis de Amebas de vida libre (AVL).

ANEXO 8. Registros nuevos de protozoarios de vida libre para el Área de Conservación Regional “Laguna de Huacachina”, diciembre 2018 – diciembre 2019.

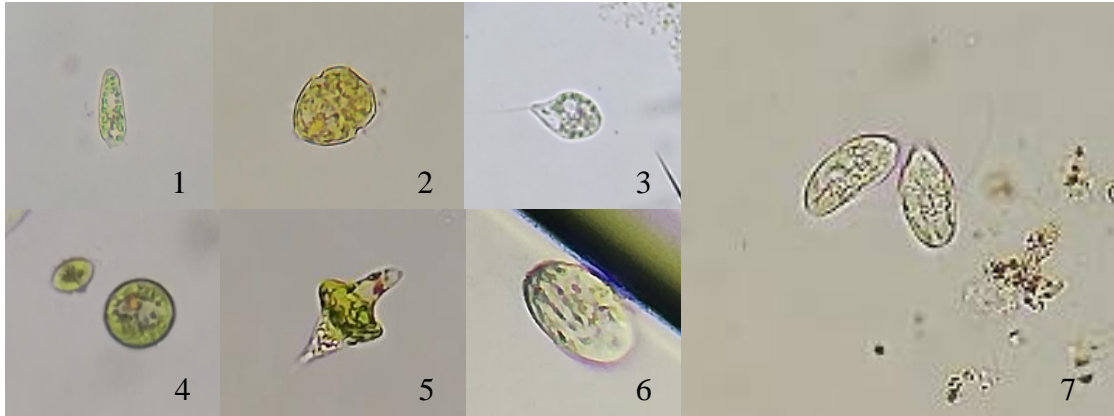


Figura 15. (1) *Chilomonas paramecium* (2) *Glenodinium sp.* (3) *Astasia sp.* (4) *Trachelomonas volvocina* (5) *Discoplastis adunca* (6) *Notosolenus sp.* (7) *Entosiphon sulcatum*. Especies observadas a 400 aumentos.

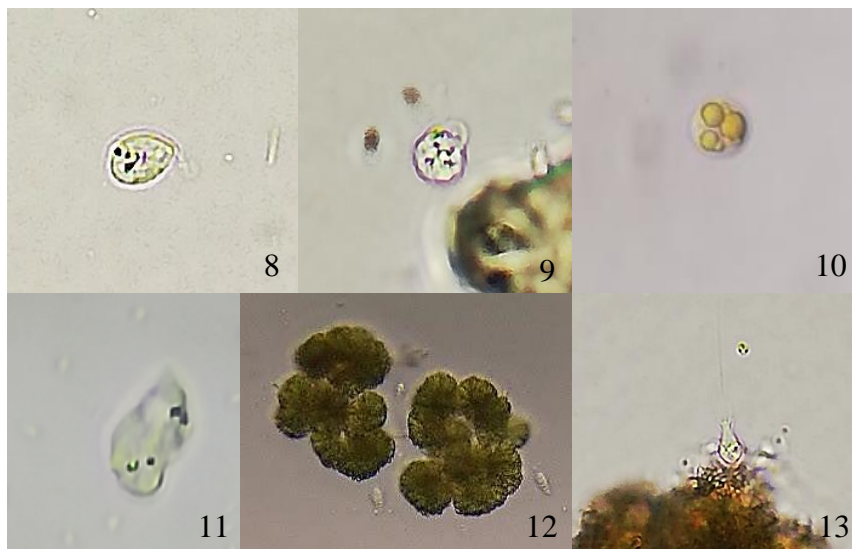


Figura 16. (8) *Ploeotia sp.* (9) *Spumella sp.* (10) *Ochromonas sp.* (11) *Chloramoeba sp.* (12) *Bicosoeca sp.* (13) *Salpingoeca sp.* Especies observadas a 400 aumentos.

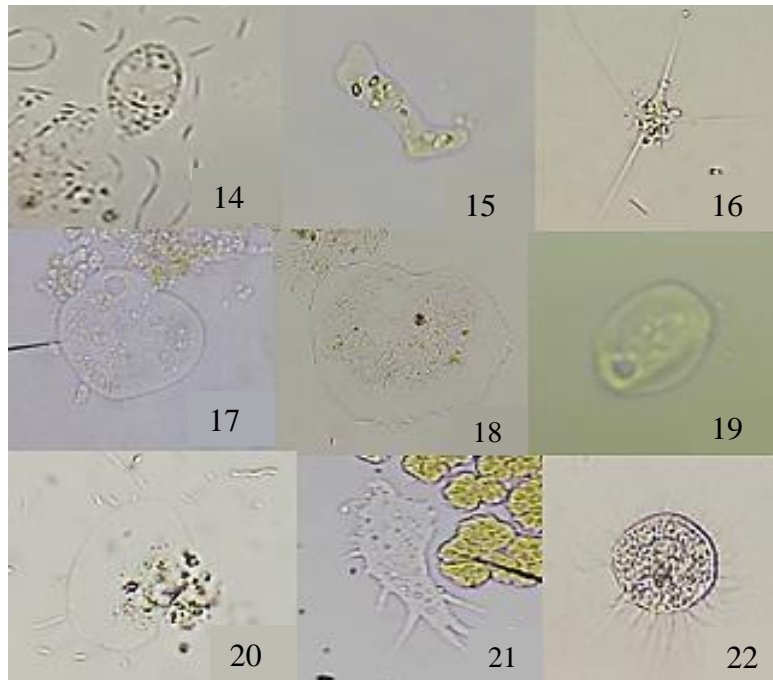


Figura 17. (14) *Cercomonas* sp. (15) *Saccamoeba* sp. (16) *Amoeba radiosa* (17) *Amoeba* sp. (18) *Thecamoeba sphaeronucleolus* (19) *Thecamoeba striata* (20) *Vannella* sp. (21) *Korotnevella* sp. (22) *Mastigamoeba* sp. Especies observadas a 400 aumentos.



Figura 18. (23) *Vahlkampfia* sp. (24) *Arcella hemisphaerica* (25) *Arcella intermedia* (26) *Arcella spectabilis* (27) *Arcella rotunda* (28) *Arcella* sp. (29) *Arcella vulgaris* (30) *Pyxidicula operculata*. Especies observadas a 400 aumentos.

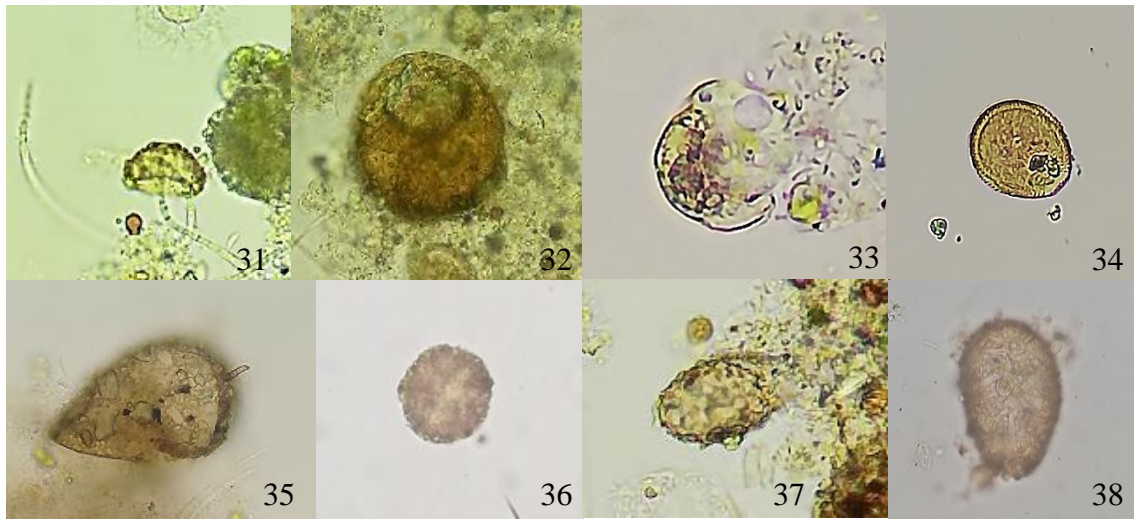


Figura 19. (31) *Pyxidicula* sp. (32) *Centropyxis* sp. (33) *Cochliopodium* sp. (34) *Cryptodiffugia* sp. (35) *Diffugia acuminata* (36) *Diffugia globulosa* (37) *Diffugia pulex* (38) *Diffugia pyriformis*. Especies observadas a 400 aumentos.

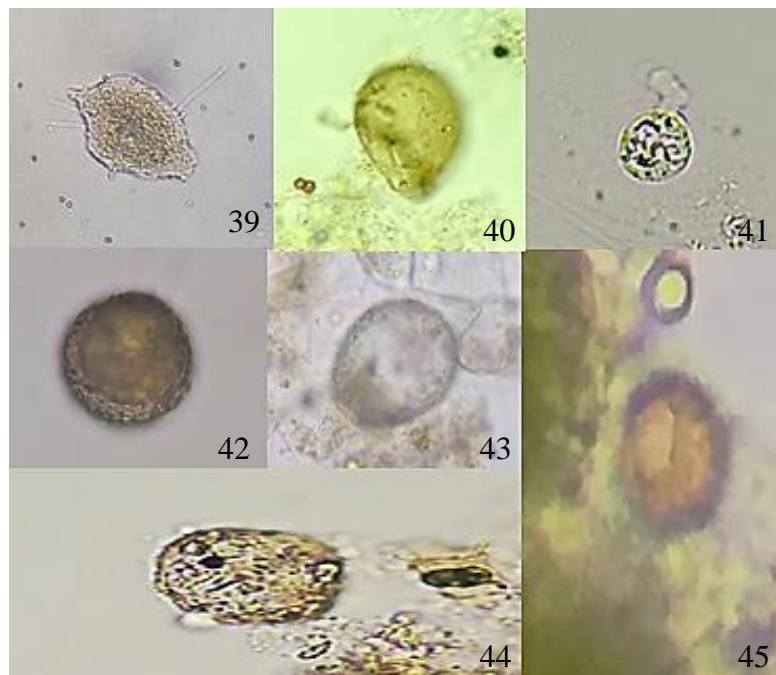


Figura 20. (39) *Diffugia* sp. (40) *Lesquereusia* sp. (41) *Microchlamys patella* (42) *Netzelia* sp. (43) *Netzelia tuberculata* (44) *Bullinularia* sp. (45) *Cyclopyxis* sp. Especies observadas a 400 aumentos.

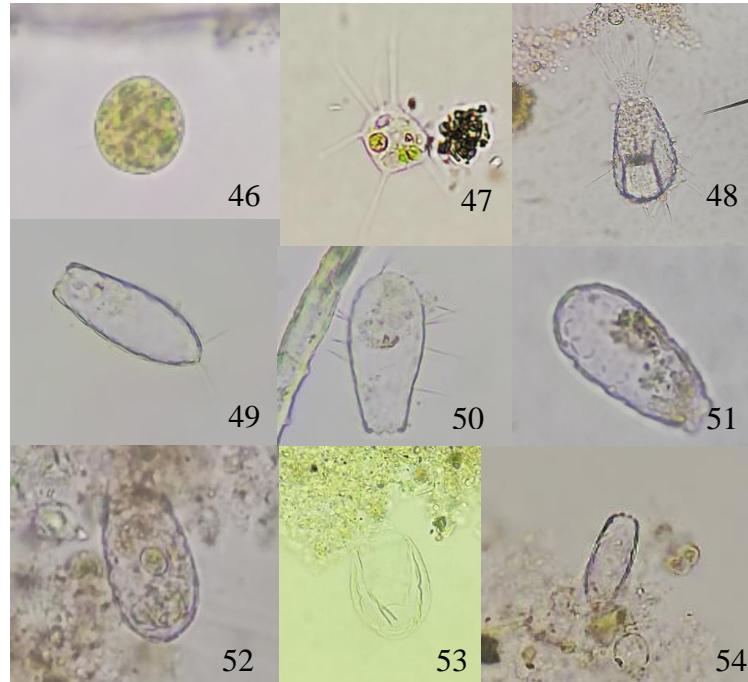


Figura 21. (46) *Nuclearia* sp. (47) *Nuclearia thermophila* (48) *Euglypha acanthophora* (49) *Euglypha cristata* (50) *Euglypha filifera* (51) *Euglypha rotunda* (52) *Euglypha* sp. (53) *Sphenoderia* sp. (54) *Trinema* sp. Especies observadas a 400 aumentos.

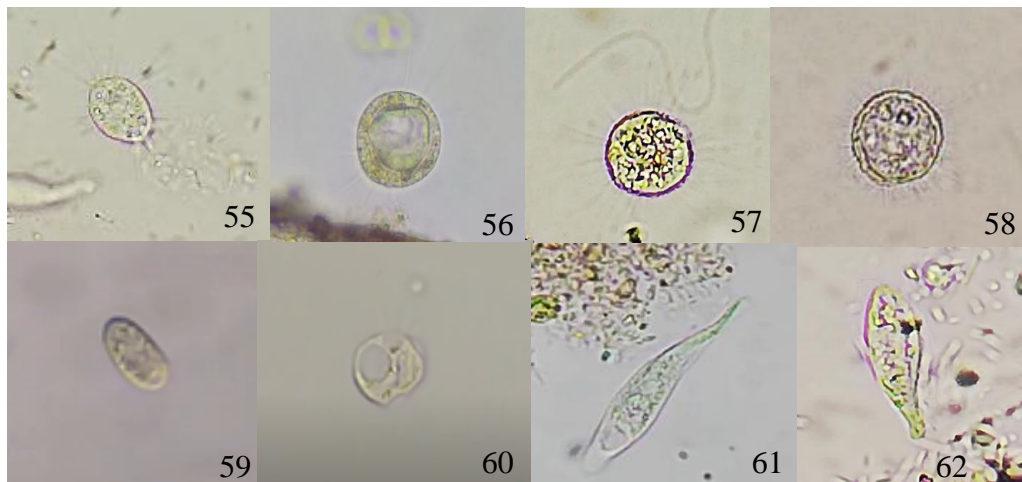


Figura 22. (55) *Nuclearia radians* (56) *Actinosphaerium* sp. (57) *Acanthocystis aculeata* (58) *Acanthocystis* sp. (59) *Prorodon teres* (60) *Urotricha* sp. (61) *Litonotus cygnus* (62) *Litonotus fasciola* Especies observadas a 400 aumentos.

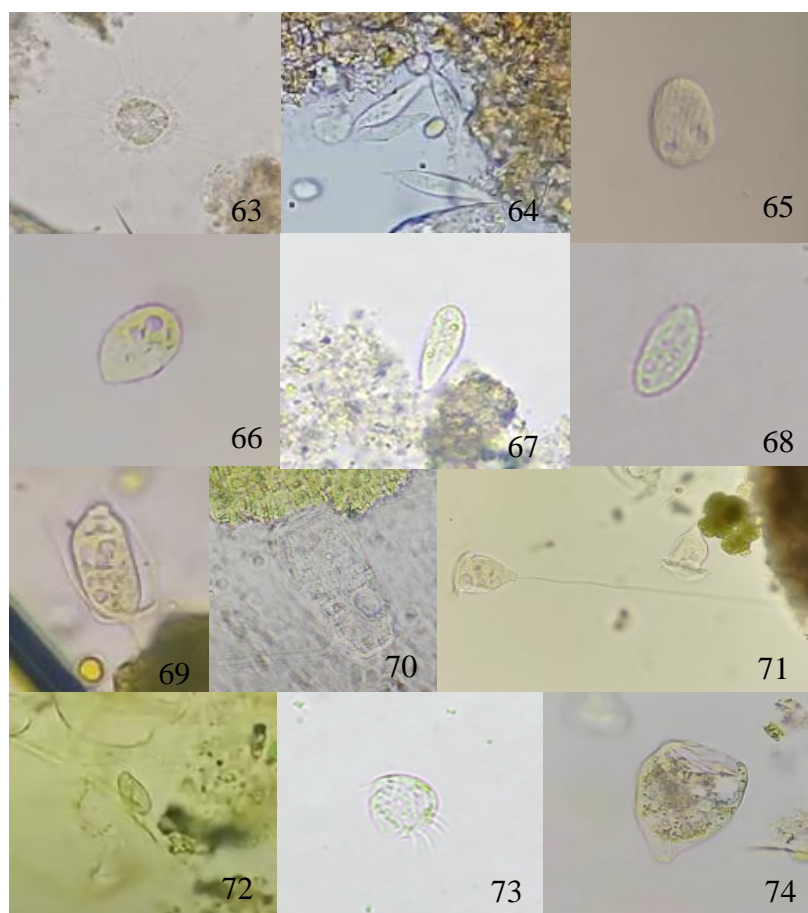


Figura 23. (63) *Raphidiophrys* sp. (64) *Uroleptus* sp. (65) *Gastronauta* sp. (66) *Tetrahymena* sp. (67) *Cyclidium* sp. (68) *Uronema* sp. (69) *Cothurnia* sp. (70) *Vaginicola* sp. (71) *Vorticella similis* (72) *Apoamphisiella* sp. (73) *Aspidisca* sp. (74) *Strobilidium* sp. Especies observadas a 400 aumentos.

Especies sin registro fotográfico: (75) *Petalomonas* sp. (76) *Dinema platysomum* (77) *Actinomonas* sp. (78) *Bicosoeca petiolata* (79) *Bodo* sp. (80) *Mayorella* sp. (81) *Limnrostrobidium* sp. (82) *Clathrulina elegans*

Anexo 9. Clasificación taxonómica de las especies de protozoarios de vida libre del ACR Laguna de Huacachina, diciembre 2018 – diciembre 2019.

PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE
SARCOMASTIGOPHORA	Phytomastigophorea	Cryptomonadida	Cryptomonadidae	Chilomonas	<i>Chilomonas paramecium</i> **
		Dinoflagellida	Glenodinidae	Glenodinium	<i>Glenodinium sp.</i> **
			Peridinidae	Peridinium	<i>Peridinium sp.</i> *
		Euglenida	Euglenidae	Astasia	<i>Astasia sp.</i> **
				Euglena	<i>Euglena sp.</i> *
				Trachelomonas	<i>Trachelomonas volvocina</i> **
			Phacaceae	Discoplastis	<i>Discoplastis adunca</i> **
			Sphenomonaceae	Notosolenus	<i>Notosolenus sp.</i> **
				Petalomonas	<i>Petalomonas sp.</i> **
			Peranemataceae	Dinema	<i>Dinema platysomum</i> **
				Entosiphon	<i>Entosiphon sulcatum</i> **
			Peranemidae	Peranema	<i>Peranema sp.</i> *
			Ploeotiidae	Ploeotia	<i>Ploeotia sp.</i> **
		Chryomonadida	Chromulinaceae	Spumella	<i>Spumella sp.</i> **
			Ochromonadaceae	Ochromonas	<i>Ochromonas sp.</i> **
		Heterochlorida	Chloramoebaceae	Chloramoeba	<i>Chloramoeba sp.</i> **
		Silicoflagellida	Actinomonadaceae	Actinomonas	<i>Actinomonas sp.</i> **
				Bicosoecidae	Bicosoeca
Choanoflagellida	Salpingoecidae	Bicosoeca	<i>Bicosoeca sp.</i> **		
		Salpingoeca	<i>Salpingoeca sp.</i> **		
Kinetoplastida	Bodonidae	Bodo	<i>Bodo sp.</i> *		
Cercomonadida	Cercomonadidae	Cercomonas	<i>Cercomonas sp.</i> **		

PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE			
SARCOMASTIGOPHORA	Lobosea	Amoebida	Hartmannellidae	Saccamoeba	<i>Saccamoeba sp.</i> ** <i>Amoeba gorgonia</i> *			
			Amoebidae	Amoeba	<i>Amoeba radiosa</i> ** <i>Amoeba sp.</i> *			
					Thecamoebidae	Thecamoeba	<i>Thecamoeba sphaeronucleolus</i> ** <i>Thecamoeba striata</i> **	
			Vannellidae	Vannella	<i>Vannella sp.</i> **			
			Paramoebidae	Korotnevella	<i>Korotnevella sp.</i> **			
				Mastigamoeba	<i>Mastigamoeba sp.</i> **			
				Mayorella	<i>Mayorella sp.</i> **			
			Schizopyrenida	Vahlkampfiidae	Vahlkampfia	<i>Vahlkampfia sp.</i> **		
			Arcellinida		Arcellidae	Arcella	<i>Arcella hemisphaerica</i> ** <i>Arcella intermedia</i> ** <i>Arcella spectabilis</i> ** <i>Arcella rotunda</i> ** <i>Arcella sp.</i> *	
							<i>Arcella vulgaris</i> **	
							Pyxidicula	<i>Pyxidicula operculata</i> ** <i>Pyxidicula sp.</i> **
							Centropyxidae	Centropyxis
		Cochliopodiidae					Cochliopodium	<i>Cochliopodium sp.</i> **
		Cryptodiffugiidae					Cryptodiffugia	<i>Cryptodiffugia sp.</i> ** <i>Diffugia acuminata</i> ** <i>Diffugia globulosa</i> **
					Diffugiidae	Diffugia		<i>Diffugia lobostoma</i> * <i>Diffugia pulex</i> ** <i>Diffugia pyriformis</i> ** <i>Diffugia sp.</i> *
								Lesquereusiidae
		Microchlamyiidae			Microchlamys	<i>Microchlamys patella</i> ** <i>Netzelia sp.</i> **		
		Netzeliidae			Netzelia	<i>Netzelia tuberculata</i> **		
		Plagiopyxidae			Bullinularia	<i>Bullinularia sp.</i> **		
		Trigonopyxidae			Cyclopyxis	<i>Cyclopyxis sp.</i> **		

PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE		
SARCOMASTIGOPHORA	Filosea	Aconchulinida	Nucleariidae	Nuclearia	<i>Nuclearia radians</i> **		
					<i>Nuclearia sp.</i> **		
					<i>Nuclearia thermophila</i> **		
		Gromiida	Euglyphidae	Euglypha	<i>Euglypha acanthophora</i> **		
					<i>Euglypha cristata</i> **		
					<i>Euglypha filifera</i> **		
					<i>Euglypha rotunda</i> **		
					<i>Euglypha sp.</i> *		
					Sphenoderia	<i>Sphenoderia sp.</i> **	
					Trinematidae	Trinema	<i>Trinema sp.</i> **
	Heliozoa	Desmothoracida	Clathrulnidae	Clathrulina	<i>Clathrulina elegans</i> **		
					Actinophryida	Actinophryidae	Actinophrys
		Centrohelida	Actinosphaerida	Actinosphaeridae	Actinosphaerium	<i>Actinosphaerium sp.</i> *	
Acanthocystidae						Acanthocystis	<i>Acanthocystis aculeata</i> **
Raphidiophryidae						Raphidiophrys	<i>Raphidiophrys sp.</i> **

PHYLUM	CLASE	ORDEN	FAMILIA	GÉNERO	ESPECIE	
CILIOPHORA	Kinetofragminophorea	Prostomatida	Colepidae	Coleps	<i>Coleps sp.*</i>	
			Prorodontidae	Prorodon	<i>Prorodon teres**</i>	
			Urotrichidae	Urotricha	<i>Urotricha sp.**</i>	
		Pleurostomatida	Litonotidae	Litonotus	<i>Litonotus cygnus**</i>	
					<i>Litonotus fasciola**</i>	
		Cyrtophorida	Urostylidae	Uroleptus	<i>Uroleptus sp.**</i>	
			Gastronautidae	Gastronauta	<i>Gastronauta sp.**</i>	
		Oligohymenophorea	Hymenostomatida	Frontoniidae	Frontonia	<i>Frontonia sp.*</i>
				Parameciidae	Paramecium	<i>Paramecium caudatum*</i>
						<i>Paramecium sp.*</i>
	Scuticociliatida		Tetrahymenidae	Tetrahymena	<i>Tetrahymena sp.**</i>	
			Cyclidiidae	Cyclidium	<i>Cyclidium sp.**</i>	
			Uronematidae	Uronema	<i>Uronema sp.**</i>	
			Vaginicolidae	Cothurnia	<i>Cothurnia sp.**</i>	
	Vaginicola			<i>Vaginicola sp.**</i>		
	Peritrichida		Vorticellidae		<i>Vorticella campanula*</i>	
					<i>Vorticella microstoma*</i>	
				<i>Vorticella similis**</i>		
	Polymenophorea	Oligotrichida	Halteriidae	Halteria	<i>Halteria sp.*</i>	
			Pelagostrombidiidae	Limnostrombidium	<i>Limnostrombidium sp.**</i>	
Strobilidiidae			Strobilidium	<i>Strobilidium sp.**</i>		
Hypotrichida		Aspidiscidae	Aspidisca	<i>Aspidisca sp.*</i>		
		Euplotidae	Euplotes	<i>Euplotes sp.*</i>		
		Oxytrichidae	Oxytricha	<i>Oxytricha sp.*</i>		
		Apoamphiella	<i>Apoamphiella sp.**</i>			

* Protozoarios confirmados, ** Protozoarios por confirmar.