



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
POSGRADO EN CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA**

**CILIADOS (PHYLUM CILIOPHORA) DEL COMPLEJO LAGUNAR BACALAR,
QUINTANA ROO, MÉXICO**

TESIS

QUE PARA OPTAR POR EL GRADO DE:
MAESTRO EN CIENCIAS
(LIMNOLOGÍA)

PRESENTA:
GERARDO CRUZ JIMÉNEZ

TUTORA PRINCIPAL:
Dra. ROSAURA MAYÉN ESTRADA
FACULTAD DE CIENCIAS, UNAM.

COMITÉ TUTOR:
Dr. PÍNDARO DÍAZ JAIMES
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA, UNAM.
Dr. JORGE CIROS PÉREZ
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES-IZTACALA, UNAM
Dra. PATRICIA BONILLA LEMUS
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES-IZTACALA, UNAM
Dr. MIROSLAV MACEK
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES-IZTACALA, UNAM

CD. MX., ABRIL, 2022



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.



**CILIADOS (PHYLUM CILIOPHORA) DEL COMPLEJO LAGUNAR BACALAR,
QUINTANA ROO, MÉXICO**

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE:
MAESTRO EN CIENCIAS
(LIMNOLOGÍA)

PRESENTA:
GERARDO CRUZ JIMÉNEZ

TUTORA PRINCIPAL:

Dra. ROSAURA MAYÉN ESTRADA
FACULTAD DE CIENCIAS, UNAM.

COMITÉ TUTOR:

Dr. PÍNDARO DÍAZ JAIMES
INSTITUTO DE CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA, UNAM.
Dr. JORGE CIROS PÉREZ
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES-IZTACALA, UNAM
Dra. PATRICIA BONILLA LEMUS
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES-IZTACALA, UNAM
Dr. MIROSLAV MACEK
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES-IZTACALA, UNAM

ASESORA EXTERNA:

Dra. ITZEL SIGALA REGALADO
FACULTAD DE CIENCIAS, UNAM.

MÉXICO, CD. MX., ABRIL, 2022

A mi familia, **mi mamá,**
Gadi, May, Ney, Azul, Mate y
Coquito por enseñarme sobre
la felicidad. Siempre lxs amaré,
gracias por estar a mí lado.
A mis pequeños bebés
Micky, Rocky y
OZY.



In ~~Chetivos~~ *no one biologist is greater than another.*

AGRADECIMIENTOS ACADEMICOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México y al posgrado en Ciencias del Mar y Limnología por formarme y brindarme todos los conocimientos necesarios durante mis estudios de posgrado.

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología por la beca otorgada número 967790.

A la Dra. Rosaura Mayén Estrada por permitirme ser parte de su grupo de trabajo, por siempre estar al pendiente de todo lo que fuera necesario para poder realizar mis actividades. Gracias por asesorarme, guiarme y motivarme. Ha sido una excelente tutora, totalmente comprometida, con una excelente ética de trabajo.

A la Biól. Margarita Reyes Santos (q.e.p.d.) por instruirme en todos los métodos y técnicas de laboratorio necesarios en la identificación de ciliados.

A mi comité tutor. La Dra. Bonilla Lemus Patricia, el Dr. Miroslav Macek, el Dr. Jorge Ciros Pérez y el Dr. Píndaro Díaz Jaimés por todos sus valiosos comentarios y sugerencias durante todos mis tutorales, por su disposición y por guiarme.

A mi asesora externa la Dra. Itzel Sigala Regalado, por su disposición, amabilidad y todos sus atinados comentarios y sugerencias para mejorar mi proyecto.

Al Dr. Alfonso Lugo Vázquez por ser tan amable de hacer el préstamo de un equipo multisensor marca YSI (Yellow Spring Instruments) modelo 85.

Por apoyarme en los trabajos de recolecta a Alexis, Biól. Estefanía Garay, Dr. Carlos Alberto Durán Ramírez, Dra. Mireya Ramírez Ballesteros, Biól. Margarita Reyes Santos, Dr. Alexey Pothekin y a la Dra. Rosaura Mayén Estrada.

Al personal del Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología, a la M. en C. Diana Juárez Bustos, Guadalupe Godoy Medina (Lupita), Biol. Yazmín Valenzuela Velázquez y a Gabriela Almaraz Mejía (Gaby) por su apoyo en cada trámite que solicite.

AGRADECIMIENTOS PERSONALES

A toda mi familia, en especial a **mi abuelita Valentina, Naby, Levi, Beto** y por supuesto que a **Nina hermosa** y a **Ringolin** (gracias a ustedes tuve calambres en mis manos, una mano acariciándolos y la otra redactando esta tesis).

A la **Dra. Rosaura Mayén** gracias por apoyarme en todo momento, por su sinceridad y por depositar su confianza en mí. Me ha enseñado demasiado en todos los aspectos posibles. Siempre estare agradecido por todas las oportunidades que me ha dado.

A la **maestra Margarita** (q.e.p.d.) por todo su apoyo en todas mis actividades, por siempre impulsarme a llegar lejos, a valorar las cosas y esforzarme para obtener los mejores resultados. Siempre la recordare por la pasión que depositaba en todo lo que hacía.

Quiero agradecer a todos mis amigos y compañeros del Laboratorio de Protozoología porque durante estos años juntos compartimos muchas aventuras, hicimos de la comida uno de los momentos más divertidos de todo el día. Me han enseñado demasiado más de lo que podría haber imaginado, incluso en los pequeños detalles. Llegue siendo inexperto y nunca se negaron a ayudarme, darme un consejo, acompañarme. Siempre lo valore incluso en los días que nos enojábamos. Supongo que durante este tiempo me he cortado mucho en mis palabras así que aquí va para cada uno (Aunque sigue siendo muy poco <3).

D. Por ayudarme, aconsejarme en todo e instruirme con algunos de tus tips para lograr preparaciones permanentes hermosas, sin querer me convertí en tu no alumno, posiblemente el más rebelde, me gane todas las leyes del hielo que me has aplicado, lo siento. Gracias por tus buenos y no tan buenos consejos que me ayudaron a solidificar mi propio criterio.

Jaz. Gracias por siempre ayudarme y resolver mis dudas, eres una excelente maestra. Por todas las conversaciones que tuvimos, ese optimismo, buena vibra y por todos tus consejos para estar tranquilo como dices. Nunca olvidare cuando vimos arriba del kilahuea desde lejos que comenzaría a llover, fue mágico.

Eran. Por la compañía y amistad, desarrollamos esa comunicación visual para decir; ayuda, peligro, sueño, dulces y tantas cosas más, bueno realmente eres muy expresiva y eso ayudaba mucho. Gracias por todas esas conversaciones interesantes ¡eres genial!

Dani Yumiko. Gracias por nuestras conversaciones y nuestras mini aventuras, por actualizarme en temas de musica. No olvidare cuando jugabamos a los espías buscando en habitaciones una credencial que realmente olvide.

Cándido. Por compartir momentos divertidos y hacerme recordar indirectamente lo emocionante que es descubrir cosas nuevas.

Mire. Gracias por enseñarme de todo, por la confianza, por enseñarme tips de docencia, además por ser practica, por tu sentido del humor que me dio muchos momentos divertidos, gracias por orientarme y siempre estar dispuesta a ayudarme. Tú y D siempre me ponían entre la espada y la pared obligándome a tomar la decisión por mi cuenta ¡gracias!

Darth. Por los consejos sobre técnicas de impregnación, por esos momentos divertidos o cuando decías: Gerardito antes de explicarme cualquier cosa. Por ponerme a escuchar música que no escucharía normalmente. Tu dedicación, compromiso y fuerza es admirable.

Jorge. Gracias por todos los consejos y explicarme todo lo que no entendía, gracias por preguntar a cada rato ¿qué tal? como método para romper el hielo cuando no había necesidad de romper el hielo. ¡todos te amamos!

Carlos A. Gracias por ayudarme al llegar a la ciudad, por los consejos, gracias por resolver todas mis dudas respecto a temas variados y gracias por ese tour en tu laboratorio, fue inesperado y memorable.

Luis Hurtado. Por todos esos comentarios graciosos e irónicos que sin que lo notaras les restaba estrés a mis actividades.

Al profesor **Gabriel González Adame** por mantenerse presente brindándome apoyo durante estos años.

A mis amigos y compañeros de maestría **Ale** y **Mau**, gracias por escucharme, por los consejos y por darme algunos de los momentos más divertidos, incómodos y graciosos durante esta etapa.

Carlos Naranja eres el mejor rommie, gracias por programar horarios para actividades y soportarme en mis días malos, gracias por fomentar mi adicción al chocolate y influir con tu deseo incesante de siempre comer tacos. A **Karina** la mejor vecina, por darme siempre conversaciones interesantes. Nunca olvidare cuando te fui a buscar porque pensé que Carlos había muerto, después de discutir que hacer o si debíamos moverlo resulto que el solo dormia :v.

Eliseo gracias por estar 24/7 todos los días del año, agradezco que podamos explotar una gran variedad de conversaciones absurdas, intelectuales y dramáticas que impiden que dejes de ser mi diario (please deja un ratito el novio y hazme caso jjj).

Belly por volver a mi vida unos días al año, gracias por siempre estar para solucionarme la vida y por ponerle más sabor en todos los sentidos.

A mis amigos, **Chio, Vic, Citla, Moi** y **May**; en especial a **Ana** gracias por ayudarme, acompañarme y estar cuando más lo he necesitado, por todos tus detalles y aventuras.

CONTENIDO

LISTA DE FIGURAS	1
LISTA DE CUADROS	2
RESUMEN	3
ABSTRACT	4
INTRODUCCIÓN	5
PHYLUM CILIOPHORA	5
MORFOLOGÍA	5
MÉTODOS PARA ESTUDIOS MORFOLÓGICOS	6
HÁBITAT	7
ECOLOGÍA	8
DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DE CILIADOS	9
DIVERSIDAD DE CILIADOS	10
CILIADOS DE AMBIENTES OLIGOTRÓFICOS	10
ANTECEDENTES	11
JUSTIFICACIÓN	12
OBJETIVOS	13
OBJETIVO GENERAL	13
OBJETIVOS PARTICULARES	13
METODOLOGÍA	14
ÁREA DE ESTUDIO	14
CONDICIONES AMBIENTALES	16
COLECTA	17
a) RECOLECTA MANUAL	17
b) RECOLECTA CON BLOQUES DE ESPONJA DE POLIURETANO	17
LABORATORIO	22
a) OBSERVACIÓN EN VIVO	22
b) CULTIVOS Y PREPARACIONES PERMANENTES	22
c) IDENTIFICACIÓN	22
ANÁLISIS	23
a) ANÁLISIS DE DATOS	23
b) INTEGRACIÓN DE DATOS MORFOLÓGICOS	23
RESULTADOS	24
a) TAXONÓMICOS	24

CARACTERÍSTICAS DE LOS TAXONES	27
RIQUEZA ESPECÍFICA POR LOCALIDAD	38
b) CONDICIONES AMBIENTALES.....	40
TEMPORADA DE LLUVIAS	40
TEMPORADA DE SECAS	41
SIMILITUD DE LA RIQUEZA ENTRE LAS LOCALIDADES DEL COMPLEJO LAGUNAR BACALAR.....	46
Similitud de acuerdo al método de recolecta	46
CORRELACIONES DE PEARSON.....	48
RELACIÓN ENTRE LAS LOCALIDADES DE RECOLECTA Y LAS CONDICIONES AMBIENTALES	48
ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES.....	49
ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES DE LA TEMPORADA DE LLUVIAS	49
ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES DE LA TEMPORADA DE SECAS.....	50
ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES; RELACIÓN ENTRE LA RIQUEZA Y LAS CONDICIONES AMBIENTALES	50
DATOS MORFOLÓGICOS DE <i>Stentor coeruleus</i> , <i>Coleps hirtus</i> y <i>Paramecium multimicronucleatum</i> OBSERVADOS EN EL COMPLEJO LAGUNAR BACALAR, QUINTANA ROO.....	53
<i>Stentor coeruleus</i> (Pallas, 1766) Ehrenberg, 1830.....	53
<i>Coleps hirtus</i> (Mueller, 1786) Nitzsch, 1827.....	55
<i>Paramecium multimicronucleatum</i> Powers & Mitchell, 1910.....	57
DISCUSIÓN.....	58
DIVERSIDAD TAXONÓMICA EN LAS LOCALIDADES DE RECOLECTA.....	58
MÉTODOS DE RECOLECTA.....	60
Diversidad en el fondo y superficie.....	62
CONDICIONES AMBIENTALES.....	63
ASPECTOS SOBRE DIVERSIDAD MORFOLÓGICA	68
Perspectiva original.....	69
CONCLUSIONES.....	70
REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	71
ANEXO	91
COMPILACIÓN DE DATOS TAXONÓMICOS, HÁBITAT, ECOLOGÍA Y DISTRIBUCIÓN DE TRES ESPECIES DE CILIADOS.....	91
1.1: <i>Stentor coeruleus</i> (Pallas, 1766) Ehrenberg, 1830.	91
Consideraciones citológicas	91
1.1.1 ASPECTOS TAXONÓMICOS.....	93
Comparación de <i>Stentor coeruleus</i> con especies relacionadas.....	94

1.1.2 DISTRIBUCIÓN, ECOLOGÍA Y HÁBITAT	99
ECOLOGÍA Y HÁBITAT	99
DISTRIBUCIÓN	100
1.2: <i>Coleps hirtus</i> (Mueller, 1786) Nitzsch, 1827.	105
Consideraciones citológicas	105
1.2.1 ASPECTOS TAXONÓMICOS	105
Variedades de <i>Coleps hirtus</i>	106
Comparación de <i>Coleps hirtus</i> con especies relacionadas	106
1.2.2 DISTRIBUCIÓN, ECOLOGÍA Y HÁBITAT	109
ECOLOGÍA Y HÁBITAT	109
DISTRIBUCIÓN	111
1.3: <i>Paramecium multimicronucleatum</i> Powers & Mitchell, 1910.	118
Consideraciones citológicas	118
1.3.1 ASPECTOS TAXONÓMICOS	119
Comparación de <i>Paramecium multimicronucleatum</i> con especies relacionadas (Figura 30)	121
1.3.2 DISTRIBUCIÓN, ECOLOGÍA Y HÁBITAT	125
ECOLOGÍA Y HÁBITAT	125
DISTRIBUCIÓN	128
BIBLIOGRAFÍA	132

LISTA DE FIGURAS

Figura		Página
1	A Estado de estudio. B Localidades de estudio	14
2	Individuos de <i>Stentor coeruleus</i> en vivo	28
3	Individuos de <i>Coleps hirtus</i> en vivo	29
4	Individuos de <i>Paramecium multimicronucleatum</i> en vivo	30
5	Individuos de Spirostomidae I en vivo	31
6	Individuos de <i>Spirostomum</i> sp. en vivo	32
7	Individuos de Euplotidae I en vivo	33
8	Individuos de <i>Euplotes</i> sp. en vivo	34
9	Taxones (Ciliado I y II, <i>Stentor</i> sp., Heterotrichida I, Pleurostomatida I, Spirotrichea I y II, Litostomatea I, Nassulida I, Oligohymenophorea I y Pleuronematida) en vivo	35
10	Taxones (Sporadotricha I-X) en vivo	36
11	Taxones (Vorticellidae I-IX) en vivo	37
12	Clases del Phylum Ciliophora registradas en el complejo lagunar Bacalar	39
13	Riqueza de ciliados en las localidades de recolecta	39
14	Condiciones ambientales en dos temporadas climáticas por localidades de estudio	45
15	Dendograma de similitud del coeficiente Jaccard	47
16	Dendograma de similitud del coeficiente Jaccard. Localidades de recolecta por método manual	47
17	Dendograma de similitud del coeficiente Jaccard. Localidades de recolecta por método bloques de esponja de poliuretano	47
18	Análisis de componentes principales de condiciones ambientales considerando las localidades de estudio en la temporada de lluvias	52
19	Análisis de componentes principales de condiciones ambientales considerando las localidades de estudio en la temporada de secas	52
20	Morfología de <i>Stentor coeruleus</i>	53
21	Morfología de <i>Coleps hirtus</i>	55
22	Morfología de <i>Paramecium multimicronucleatum</i>	57
ANEXO		
23	Morfología bucal de especies de <i>Stentor</i>	95
24	Morfología de especies similares a <i>Stentor coeruleus</i>	98
25	Distribución de <i>Stentor coeruleus</i> en México	104
26	Distribución mundial de <i>Stentor coeruleus</i>	104
27	Morfología de especies similares a <i>Coleps hirtus</i>	108
28	Distribución de <i>Coleps hirtus</i> en México	117
29	Distribución mundial de <i>Coleps hirtus</i>	117
30	Morfología de especies similares a <i>Paramecium multimicronucleatum</i>	125
31	Distribución de <i>Paramecium multimicronucleatum</i> en México	131
32	Distribución mundial de <i>Paramecium multimicronucleatum</i>	132

LISTA DE CUADROS

Cuadro		Página
1	Características y condiciones ambientales del complejo lagunar Bacalar.	18
2	Composición química del agua (aniones y cationes) de algunas localidades de recolecta en el complejo lagunar Bacalar	18
3	Localidades de recolecta por el método manual	19
4	Método de recolecta	20
5	Características de las localidades de recolecta por el método bloques de espuma de poliuretano.	21
6	Datos métricos de los ciliados observados	27
7	Riqueza de ciliados en las localidades de estudio por temporada climática	42
8	Riqueza de ciliados en las localidades de estudio por los métodos de recolecta manual, bloques de esponja de poliuretano y por fecha de recolecta	43
9	Datos de las condiciones ambientales en dos temporadas climáticas en las localidades de estudio	44
10	Matriz de similitud a partir del coeficiente Jaccard	46
11	Matriz de correlación de Pearson de condiciones ambientales en las localidades por el método de recolecta manual de las dos temporadas de recolecta, lluvias y secas	48
12	Matriz de correlación de Pearson de condiciones ambientales considerando las localidades por el método de recolecta bloque de esponja de poliuretano en las dos temporadas de recolecta, lluvias y secas	48
13	Matriz de correlación de Pearson de condiciones ambientales considerando las localidades de estudio en las dos temporadas de recolecta, lluvias y secas	49
14	Atributos de los individuos de <i>Stentor coeruleus</i> en México	54
15	Atributos de los individuos de <i>Coleps hirtus</i> en México	56
16	Atributos de los individuos de <i>Paramecium multimicronucleatum</i> en México	58
ANEXO		
17	Atributos de individuos de <i>Stentor coeruleus</i> a nivel mundial	96
18	Comparación morfológica de <i>S. coeruleus</i> con especies relacionadas	97
19	Comparación morfológica de <i>C. hirtus</i> con especies relacionadas	109
20	Atributos de individuos de <i>Paramecium multimicronucleatum</i> a nivel mundial	123
21	Comparación morfológica de especies relacionadas con <i>P. multimicronucleatum</i>	124

RESUMEN

El complejo lagunar Bacalar es el lago de agua dulce más grande del estado de Quintana Roo, sin embargo, se han realizado pocos estudios concernientes a la taxonomía, ecología, y distribución de ciliados. El objetivo del presente estudio es contribuir con el estudio de la diversidad taxonómica de ciliados que habitan en este complejo lagunar.

Se recolectaron muestras en ocho localidades en dos temporadas climáticas empleando dos métodos de recolecta (método manual y bloques de esponja de poliuretano). En cada localidad se registró la conductividad, concentración de oxígeno disuelto, pH, temperatura y sólidos disueltos. Se obtuvieron datos morfométricos y microfotográficos, y se emplearon técnicas de tinción e impregnación para su identificación. Se identificaron 37 taxones de ciliados; en la clase Spirotrichea se identificaron 14 taxones y en la clase Olygohymenophorea se identificaron 12 taxones.

Se obtuvieron los primeros registros de *Coleps hirtus* y *Stentor coeruleus* para el estado, y junto con *Paramecium multimicronucleatum* se incluyen sus características morfológicas. La localidad con mayor riqueza (13 taxones) correspondió a la denominada Muelle 3 localizada en la orilla (Oeste) que se caracteriza por presentar los valores de concentración de oxígeno disuelto más bajos en temporada de lluvias (1.44 mg/L) y los más altos en temporada de secas (6.19 mg/L), esta localidad compartió seis taxones con la localidad Cenote Azul, cuyas concentraciones de oxígeno disuelto fueron superiores a 4.48 mg/L (en ambas temporadas climáticas) además de ser la única localidad aislada de manera terrestre de laguna Bacalar. Durante la temporada de secas se obtuvieron 30 taxones y en la temporada de lluvias 18 taxones, las localidades con mayor riqueza durante la temporada de lluvias presentaron los valores más altos de conductividad, mientras que en la temporada de secas presentaron valores de concentración de oxígeno disuelto superiores a 4.62 mg/l.

Se discuten ligeras pero importantes diferencias en las características morfológicas descritas en diversas poblaciones de *Coleps hirtus*, *Paramecium multimicronucleatum* y *Stentor coeruleus*.

ABSTRACT

The Bacalar lagoon complex is the largest freshwater lake of the state of Quintana Roo, however, there have been made few studies about taxonomy, ecology, and distribution of ciliates. The aim of this study is to contribute to the study of the taxonomic diversity of ciliates that inhabit this lagoon complex.

Samples were collected from eight localities in two climatic seasons employing two collection methods (by hand and using polyurethane foams). Conductivity, dissolved solids, dissolved oxygen concentration, pH and temperature were registered in each locality. Morphometric and microphotographic data were obtained in the laboratory, and staining and impregnation techniques were used for the identification of ciliates. Thirty-seven taxa were identified, fourteen taxa in the class Spirotrichea and twelve taxa in the class Olygohymenophorea.

The first records of *Coleps hirtus* and *Stentor coeruleus* for Quintana Roo state were obtained, and together with *Paramecium multimicronucleatum* their morphological characteristics are reported here. The locality with the highest richness (thirteen taxa) corresponded to the so-called Muelle 3 located on the litoral (West) which is characterized by presenting the lowest concentrations of dissolved oxygen in rainy season (1.44 mg/L) and the highest in dry season (6.19 mg/L), this locality shared six taxa with the locality Cenote Azul, whose dissolved oxygen concentrations were greater than 4.48 mg/l (in both climatic seasons), which additionally is the only separated locality from Bacalar lagoon in a terrestrial way. We obtained in the dry season thirty taxa and in the rainy season eighteen taxa, the localities with the highest richness in rainy season presented the highest values of conductivity while in the dry season presented dissolved oxygen concentration values higher than 4.62 mg/l.

Slight but important differences are evident in the morphological characteristics found in several populations of *Coleps hirtus*, *Paramecium multimicronucleatum* and *Stentor coeruleus* are discussed.

INTRODUCCIÓN

PHYLUM CILIOPHORA

En el phylum Ciliophora se incluyen alrededor de 8,000 especies (Hausmann *et al.*, 2003), de las cuales aproximadamente 200 son formas fósiles (tintínidos) y cerca de 3,000 son simbioses (Lynn, 2008). En México, el registro de ciliados asciende a aproximadamente 969 especies (Mayén-Estrada *et al.*, 2014). Lynn (2008) los clasificó con base en datos ultraestructurales y genético-moleculares, en dos subphyla y once clases.

MORFOLOGÍA

Los ciliados son organismos unicelulares, eucariontes, heterótrofos, variables en forma y tamaño libres nadadores o sésiles con un rango de tamaño de 10 μm a 4,500 μm . Su principal característica es la presencia de cilios utilizados para la locomoción (ciliatura somática) y la alimentación (ciliatura oral). Los cilios son variables en número y arreglo, derivan de cinetosomas, con tres tipos de fibrillas asociadas, la fibra cinetodesmal, el listón microtubular postciliar y el listón microtubular transverso. En algunos ciliados como los succionadores, los cilios solo están presentes en un estadio de su ciclo de vida. Son organismos heterótrofos con excepción de algunas especies mixótrofas como *Mesodinium rubrum*, la mayoría presenta una región especializada para la alimentación llamada citostoma donde ingresa el alimento y posteriormente es englobado en vacuolas alimenticias para el proceso de digestión. Además, poseen vacuolas contráctiles, vesículas, canales y extrusomas estos últimos empleados como mecanismos de defensa o de caza (Patterson & Hedley, 1998; Yih *et al.*, 2004; Lynn, 2008).

Presentan un dimorfismo nuclear con dos tipos de núcleos, macronúcleo y micronúcleo en número variable, por esta característica son denominados heterocarióticos: el macronúcleo controla las actividades metabólicas del organismo, mientras que el micronúcleo se encarga de los procesos reproductivos; se reproducen por un proceso sexual denominado conjugación (Hausmann *et al.*, 2003) y asexualmente por fisión binaria (Lynn, 2008, 2016).

MÉTODOS PARA ESTUDIOS MORFOLÓGICOS

Para los estudios de diversidad taxonómica y ecología de ciliados se han empleado métodos de identificación basados en técnicas microscópicas por su alto nivel de diversidad morfológica y su talla celular relativamente grande (Corliss, 1975; Dunthorn & Katz, 2008; Lynn, 2008; Dopheide *et al.*, 2009). Sin embargo, es necesario emplear microscopía de alta resolución o microscopía electrónica, técnicas de tinción e impregnación argénticas permanentes precedidas de técnicas de fijación, obtención de mediciones de estructuras, asimismo se requiere la observación en vivo con el fin de observar los caracteres morfológicos de importancia taxonómica (Corliss, 1980; Foissner, 2014). Para una identificación confiable se requiere de práctica y el correcto reconocimiento de las características morfológicas de interés taxonómico. Estos estudios requieren de métodos de identificación que han sido considerados complejos debido a que pueden consumir demasiado tiempo, el material es limitado y se demanda una alta experiencia taxonómica, e involucran, por ejemplo, la dificultad de observación de muchos ciliados que son frágiles y de rápido movimiento, lo que complica su observación (Foissner, 1991, 2014; Foissner & Berger, 1996; Finlay *et al.*, 1996; Dunthorn & Katz, 2008; Dopheide *et al.*, 2009; Fokin, 2010).

La observación en vivo es imprescindible para visualizar caracteres como el color y forma celular, vacuolas contráctiles, tipo de locomoción y grado de contractilidad entre otros. La microscopía electrónica de barrido nos permite la observación fina de la forma y la superficie celular (Foissner, 2014).

Las técnicas de tinción temporales basadas principalmente en la aplicación de los colorantes vitales como el azul de metileno, azul ópalo, azul de toluidina, lugol, nigrosina, rojo congo o neutro, verde de malaquita, verde de metilo, verde metil pironil y violeta de metilo, contribuyen a revelar algunas estructuras como las nucleares y vacuolares, subpeliculares como los tricocistos, así como otras estructuras citoplasmáticas como los gránulos, y resaltan aspectos de la ciliatura (Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986; Aladro-Lubel, 2009; Röttger *et al.*, 2009). Los colorantes vitales en solución acuosa son empleados en gotas frescas y permiten la observación de los organelos en vivo.

Las técnicas de tinción permanentes como la hematoxilina de Harris, técnica tricrómica, nigrosina cloruro de mercurio-formol (NMF) y reacción nuclear de Feulgen evidencian estructuras nucleares y citoplasmáticas, así como cinetosomas y cilios (Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986; Aladro-Lubel, 2009; Röttger *et al.*, 2009; Foissner, 2014). Las técnicas como DAPI (4',6-Diamidino-2-fenilindol diclorhidrato) y la hibridación fluorescente *in situ* (FISH, Fluorescence in situ hybridization) requieren de oligonucleótidos en microscopía de fluorescencia para revelar estructuras nucleares (Abraham *et al.*, 2019).

Las técnicas de impregnación, como las técnicas de carbonato de plata piridinado, nitrato de plata en seco y protargol son necesarias para evidenciar caracteres como la infraciliatura y el argiroma (Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986; Montagnes & Lynn, 1993; Aladro-Lubel, 2009; Röttger *et al.*, 2009; Foissner, 2014).

Sin embargo, no todos los métodos de tinción e impregnación son adecuados para todas las especies de ciliados, tomando en cuenta los caracteres de importancia taxonómica, por ejemplo, para individuos de los géneros *Stentor* y *Vorticella* se aplican principalmente las técnicas de impregnación argéntica como carbonato de plata y protargol siendo poco adecuadas las técnicas de tinción (Foissner, 2014).

HÁBITAT

El tipo de ambiente que habitan los ciliados ha sido utilizado para discriminar entre grupos de ciliados, por ejemplo, las clases Armophorea y Plagiopylea incluyen especies estrictamente anaerobias a microaerófilicas y a menudo son frecuentes en ambientes saprobios (Lynn, 2008).

Los ciliados de vida libre se encuentran ampliamente distribuidos en diferentes ambientes terrestres y acuáticos (Finlay & Esteban, 1998; Corliss, 2002; Foissner *et al.*, 2002; Lynn, 2008; Xu *et al.*, 2011). En los ambientes dulceacuícolas, salobres y marinos, habitan en ríos (Negreiros *et al.*, 2017), lagos (Takamura *et al.*, 2000), lagunas costeras, estuarios, arenas marinas (Kattar, 1970; Telesh *et al.*, 2008) y en sistemas de tratamiento de aguas (Curds & Cockburn, 1970). Establecen diferentes tipos de simbiosis como la forosis, parasitismo, mutualismo y comensalismo (Lynn, 2008), con hospederos animales, crustáceos, peces, mamíferos e insectos (Lom & Laird, 1969; Batson, 1985; Selim *et al.*, 1996; Mariño-Pérez *et al.*, 2018; Ramírez-Ballesteros & Mayén-Estrada, 2019). También

habitan en biotopos de cuevas, depósitos de agua en árboles, plantas insectívoras, musgos, pastos marinos y bromelias tipo tanque (Fantham & Porter, 1945; Martínez-Murillo & Aladro-Lubel, 1994; Tirjaková & Vd'ačný, 2005; Sigala-Regalado *et al.*, 2011; Vaerewijck *et al.*, 2011; Durán-Ramírez *et al.*, 2015; Cheng *et al.*, 2019).

Asimismo han sido registrados en ambientes denominados extremos como desiertos, picos de montañas y lugares de baja temperatura como el Ártico y Antártico (Petz *et al.*, 2007; Hu, 2014), esto debido a que muchas especies de ciliados forman quistes que pueden resistir a la desecación temporal e inanición (Foissner, 2006) por lo que han sido registradas especies de ciliados acidófilos, anaerobios, alcalofilos, halófilos, psicrófilos y termófilos (Lackey, 1938; Guhl *et al.*, 1996; Madoni & Uluhogian, 1997; Petz *et al.*, 2007; Amaral-Zettler, 2013; Edgcomb & Bernhard, 2013; Hu, 2014).

ECOLOGÍA

Los ciliados son componentes importantes de las redes tróficas, poseen una amplia diversidad de tipos de alimentación (bacterívoros, alguívoros, omnívoros y consumidores) en ecosistemas terrestres y acuáticos (Silver *et al.*, 1984; Grossart & Simon, 1993; Finlay *et al.*, 1998; Finlay & Esteban, 1998; Lynn, 2008; Adl *et al.*, 2019). En ambientes acuáticos son un importante componente biótico en varios niveles tróficos (plancton, bentos, perifiton) suspendidos o adheridos a diferentes superficies (Finlay & Esteban, 1998; Kondrateva *et al.*, 2019). Son considerados los fagótrofos más abundantes (Finlay *et al.*, 1998) actúan como depredadores de bacterias, algas, otros protistas, metazoos e incluso de detrito particulado (Silver *et al.*, 1984; Azam *et al.*, 1983; Zingel *et al.*, 2007). Se catalogan en tres subgrupos por su forma de alimentación a) raptores, b) filtradores y c) alimentación por difusión (Fenchel, 1987).

Noland (1925) mencionó que la disponibilidad de alimento es un factor que regula la distribución de poblaciones de ciliados en varios ecosistemas. Se ha documentado que un incremento en la abundancia y diversidad de los ciliados está relacionado con la productividad de los lagos, oligotróficos a hipertróficos (Beaver & Crisman, 1989b), por lo que su estudio es útil para inferir el estado trófico de un ecosistema acuático (Madoni, 1989).

Los ciliados son sensibles a cambios en las condiciones ambientales (Kondrateva *et al.*, 2019), y son empleados en el biomonitoreo o como indicadores de la calidad del agua

debido a su ciclo de vida corto y sensibilidad a los contaminantes (Bick, 1972; Foissner, 1988; Foissner & Berger, 1996; Debastiani *et al.*, 2016; Kondrateva *et al.*, 2019), e incluso contribuyen a purificar el agua de manera indirecta, influyendo en las poblaciones bacterianas y en la oxidación biológica de los diferentes materiales residuales (Galal, 2018). Los ciliados han sido empleados en bioensayos, como biosensores para evaluar y recuperar cuerpos de agua contaminados por metales pesados (Gutiérrez *et al.*, 2008; Abraham *et al.*, 2017). Madoni *et al.* (1996) evaluaron la toxicidad del cadmio, cobre, plomo, zinc y cromo.

DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DE CILIADOS

A nivel mundial la distribución geográfica de los ciliados puede ser descrita de acuerdo a dos hipótesis; la hipótesis de ubicuidad y la hipótesis de endemidad moderada. La hipótesis de ubicuidad sugiere que los microorganismos entre ellos los ciliados se encuentran distribuidos alrededor del mundo, debido a que son organismos relativamente pequeños, abundantes, con una alta tasa de dispersión y flujo génico, con poblaciones que se pueden dispersar en forma quística de manera pasiva a escala global y su baja diversificación por especiación alopátrica por lo que son considerados cosmopolitas (Fenchel, 1993; 2005; Finlay, 1998; Finlay & Esteban, 1998; Finlay *et al.*, 1998, 1999, 2004; Finlay & Fenchel, 2004; Fenchel & Finlay, 2004).

La hipótesis de endemidad moderada por su parte señala que alrededor del 30% de especies son endémicas debido a las características de los hábitats generadas por eventos históricos los cuales influyen en la distribución de ciliados, así como la capacidad quística de los ciliados, la cual llega a ser limitada e incluso inexistente en algunas especies del grupo, favoreciendo así una distribución restringida (Foissner, 2006; Petz *et al.*, 2007; Foissner *et al.*, 2008a). La hipótesis también es sustentada a partir de la especificidad de ciliados a cuerpos de agua particulares, del descubrimiento de especies crípticas o de especiación como consecuencia de barreras geográficas (Takamura *et al.*, 2000; Stoeck *et al.*, 2007; Miao *et al.*, 2004) y de algunas especies denominadas “flagship” debido a que poseen caracteres morfológicos, talla o coloración que las hacen inconfundibles. Estas especies poseen una distribución restringida aún considerando un intensivo esfuerzo de muestreo (Foissner, 2006).

DIVERSIDAD DE CILIADOS

Se ha estimado que deben existir de 3,000-3,744 especies de vida libre de las cuales alrededor de 1,500 corresponderían a especies dulceacuólicas (Finlay, 1998; Finlay & Esteban 1998; Finlay *et al.*, 1996). Sin embargo, Foissner *et al.* (2008a) señalaron que han sido registradas 4,500 morfoespecies de vida libre, estimando que existen de 27,000 a 45,000 especies que aún faltan por ser descritas las cuales corresponden al 83%-89% de la biodiversidad de ciliados (Adl *et al.*, 2007; Foissner *et al.*, 2002, 2008a).

En México se han registrado aproximadamente 749 especies de vida libre de las cuales 235 son especies de ambientes dulceacuólicas (Mayén-Estrada *et al.*, 2014).

A nivel mundial los ciliados de ambientes acuáticos epicontinentales han sido ampliamente estudiados (Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986; Fantham & Porter, 1945, 1947; Kreutz & Foissner, 2006; Küppers & Claps, 2012; Aescht *et al.*, 2017).

En México algunos de los estudios de ciliados de vida libre dulceacuólicas han sido realizados por López-Ochoterena & Rouré-Cané (1970), Madrazo-Garibay & López-Ochoterena (1982) y Aladro-Lubel *et al.* (1987, 1990, 2006), aportando listados de riqueza de ciliados.

CILIADOS DE AMBIENTES OLIGOTRÓFICOS

En los ambientes oligotróficos los ciliados contribuyen al flujo trófico de carbón en los procesos del ecosistema ya que mantienen un enlace entre los productores primarios y los organismos de un nivel trófico alto (Felip *et al.*, 1999; Holen, 2000; Moore *et al.*, 2018).

Se ha relacionado a la riqueza, dominancia, distribución y el tamaño de los ciliados con el incremento en el estado trófico, acidez, fluctuaciones de la temperatura y del alimento de los ambientes acuáticos. En los lagos oligotróficos, se han catalogado principalmente oligotríquidos, en tanto en un ambiente eutrófico los haptóridos, escuticociliados y prostomátidos son los taxones más representados (Beaver & Crisman, 1982., 1989a; Beaver *et al.*, 1988; Zingel *et al.*, 2002; Velho *et al.*, 2005; Yasindi *et al.*, 2007; Mansano *et al.*, 2013). Mansano *et al.* (2013) reportaron que los ciliados dominantes en ambientes oligotróficos son Spirotrichea>Peritrichia>Prostomatea>Scuticociliatia. Simek *et al.* (2000) señalaron que los escuticociliados, haptóridos y peritricos son más numerosos en ambientes oligotróficos que en ambientes eutróficos.

Felip *et al.* (1999) reportaron a los prostomátidos como el grupo con mayor riqueza de especies en un lago oligotrófico, seguido de Gymnostomatida y Oligotrichida. Igualmente Packroff (2000) y Czychewicz & Rychert (2011) documentaron una dominancia de prostomátidos (junto con hipotricos y peritricos) y atribuyeron un rol marginal a los oligotríquidos en las aguas superficiales y en la zona cercana al fondo.

En los lagos oligotróficos, se han reportado varias especies mixótrofas en particular oligotríquidos, principalmente de la familia Strombidiidae (Beaver *et al.*, 1988; Modenutti & Pérez, 2001; Modenutti & Balseiro, 2002; Yasindi *et al.*, 2007; Bastidas-Navarro & Modenutti, 2012; Mansano *et al.*, 2013). Stoecker *et al.* (2009) reportaron que los ciliados con algas endosimbiontes más comunes son especies de Spirotrichea y Prostomatea, de pequeñas dimensiones y con una rápida tasa de crecimiento, reportando que las colonias y ciliados sésiles (Heterotrichea y Peritrichia) con algas endosimbiontes dominan lagos oligotróficos.

ANTECEDENTES

A nivel global se han estudiado ampliamente la presencia de ciliados en ambientes oligotróficos (Gates & Lewg, 1984; Beaver & Crisman, 1982; 1990; Holen, 2000; Jeppesen *et al.*, 2000; Laybourn-Parry *et al.*, 2000; Modenutti & Pérez, 2001; Sonntag *et al.*, 2006; Kamjunke *et al.*, 2009; Galbraith & Burns, 2010; Khlebovich, 2010; Mansano *et al.*, 2013), sin embargo, los ambientes oligotróficos han recibido poca atención comparado con ambientes acuáticos más productivos, debido a que con frecuencia requieren procedimientos que consumen mucho tiempo, donde las técnicas son más difíciles de aplicar por representar cuerpos de agua con baja abundancia (Laybourn-Parry *et al.*, 1994; Laybourn-Parry & Walton, 1998; Quevedo *et al.*, 2003).

En México solo se han estudiado ciliados de vida libre en algunos cuerpos de agua oligotróficos, entre los que se encuentran los lagos hiposalinos Atexcac y Alchichica, Puebla (Lugo *et al.*, 1998; Macek *et al.*, 2006, 2008; Pestová *et al.*, 2008; Bautista-Reyes & Macek, 2012; Sánchez-Medina *et al.*, 2016), lago Montebello, Parque Nacional Ecoturístico Tziscaco, Chiapas (Méndez-Sánchez *et al.*, 2018), y en el agua que fluye al cenote Hubiku, Temozon, Yucatán (Potekhin & Mayén-Estrada, 2020). Sin embargo para el estado de Quintana Roo

solo se cuenta con dos registros de ciliados dulceacuícolas en el Cenote Azul y la laguna Bacalar (Potekhin & Mayén-Estrada, 2020).

JUSTIFICACIÓN

Para el estado de Quintana Roo se han realizado pocos estudios concernientes a la taxonomía, ecología y distribución de ciliados, a pesar de que se cuenta con una gran diversidad de ambientes como lagunas, cenotes, humedales y litoral marítimo (Herrera-Sansores & Heredia-Escobedo, 2011; Mayén-Estrada *et al.*, 2014), registrándose únicamente dos especies, *Paramecium octaurelia* y *Paramecium multimicronucleatum* (Potekhin & Mayén-Estrada, 2020).

El complejo lagunar Bacalar, Quintana Roo, cuenta con las condiciones ecológicas para albergar ciliados, incluida la presencia de bacterias y algas, siendo éstas una fuente importante de alimento. Sin embargo, debido a la contaminación y perturbación causada por la falta de drenaje de varios poblados ubicados a orillas de la laguna, la calidad del agua ha alterado notablemente la diversidad y las características colorimétricas del complejo lagunar (Díaz, 2005; Correa-Sandoval & García-Reynosa, 2019; Fragoso-Servón & Pereira-Corona, 2018). El presente estudio pretende contribuir con el primer listado taxonómico de ciliados de vida libre de la laguna Bacalar, incluyendo datos complementarios de la citología de tres especies.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL:

- Estudiar la diversidad de ciliados que habitan en el complejo lagunar Bacalar, Quintana Roo, México.

OBJETIVOS PARTICULARES:

- Obtener un listado de los taxones identificados en ocho localidades del complejo lagunar Bacalar.
- Comparar la riqueza de ciliados entre las localidades del complejo lagunar Bacalar y determinar la distribución de cada taxón.
- Determinar si existe relación entre la composición orgánica y las condiciones ambientales con alguna localidad en particular y los métodos de recolecta aplicados.
- Integrar la información morfológica de tres especies (*Coleps hirtus*, *Paramecium multimicronucleatum* y *Stentor coeruleus*).

METODOLOGÍA

ÁREA DE ESTUDIO

El complejo lagunar Bacalar (Figura 1), también conocido como Laguna de los Siete Colores debido a sus características geohidrológicas y colorimétricas (Díaz, 2005), se localiza en el sur del estado de Quintana Roo ($18^{\circ}40'37''$ N, $88^{\circ}23'43''$ O), y pertenece políticamente al municipio Bacalar (Díaz, 2005; Herrera-Sansores & Heredia-Escobedo, 2011; Varela & Argueta, 2014).

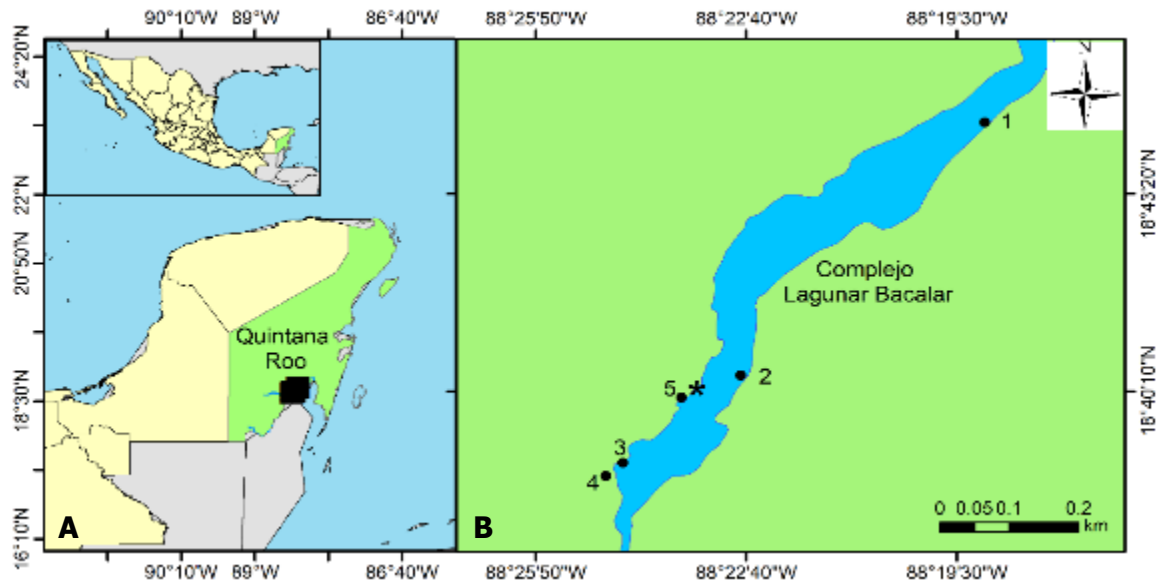


Figura 1. A Estado de estudio. B Localidades de estudio. Cayuco Maya **1**, Canal de los Piratas **2**, Cenote Cocalitos **3**, Cenote Azul **4** y Cenote Negro **5**. ★ indica el sitio donde se ubican las localidades denominadas Muelle 1, 2 y 3.

La laguna Bacalar es el cuerpo superficial de agua dulce más grande del estado de Quintana Roo, se encuentra incluida en la cuenca bahía de Chetumal que junto con otras, conforman la Región Hidrológica 33 Yucatán este (Quintana Roo). Está formada por extensos humedales, canales de flujo y cenotes en proceso de dilución y adyacentes, entre diversos cuerpos de agua, entre estos últimos el Cenote Azul y el Cenote Negro son los más conocidos (Díaz, 2005; Espinosa-Sánchez, 2011) (Cuadro 1).

El complejo lagunar Bacalar posee una longitud aproximada de 40 a 50 km y un ancho de 1-3 km, con un área de 6,365.25 ha, se encuentra a 1.5-10 msnm y tiene una profundidad máxima de 31 m, con un rango de entre 8 y 25 m (Díaz, 2005; Gischler *et al.*, 2011; Herrera-Sansores & Heredia-Escobedo, 2011; Castro-Contreras *et al.*, 2014; Varela & Argueta, 2014;

Oliva-Rivera *et al.*, 2016; Correa-Sandoval & García-Reynosa, 2019). La variación anual de los niveles de agua en la laguna Bacalar es de 30 cm controlada por precipitación y por las aguas kársticas que vienen del cenote Xul-Ha, del norte de laguna Bacalar y al oeste por el Cenote Azul, el Cenote Cocalitos y el Cenote Negro (Díaz, 2005; Gischler *et al.*, 2011; Castro, 2014) (Cuadro 1).

Es una laguna oligotrófica que presenta altos niveles de carbonatos que emergen a partir del agua subterránea, sus concentraciones decrecen al norte y este con distancia hacia su fuente, los cenotes (Gischler *et al.*, 2008; 2011; Castro, 2014; Castro-Contreras *et al.*, 2014; Johnson *et al.*, 2018). El complejo lagunar también está dominado por sulfato y calcio ($\text{SO}_4^{2-} > \text{HCO}_3^- > \text{Cl}^-$: $\text{Ca}^{2+} > \text{Mg}^{2+} > \text{Na}^+$), reportándose al norte mayores concentraciones de Cl^- y Na^+ ($\text{SO}_4^{2-} > \text{Cl}^-$: $\text{Ca}^{2+} > \text{Mg}^{2+} > \text{Na}^+$), también posee una concentración promedio de clorofila (Clor-a) de 0.27 $\mu\text{g/L}$ (Amezcu-Vargas, 2019) (Cuadro 1).

En cuanto a las características del sustrato y agua, en el norte de la laguna el fondo es fangoso y las aguas generalmente son turbias, en el centro el agua es clara, pero con una capa gruesa de detrito en el fondo y hacia el sur las aguas son transparentes y el fondo es arenoso, los sedimentos de los litorales son en mayor porcentaje arena (Oliva-Rivera *et al.*, 2016; Amezcu-Vargas, 2019).

El complejo lagunar forma parte de una plataforma masiva compuesta de caliza, dolomita y evaporita con un extenso sistema kárstico subterráneo (Perry *et al.*, 2002). La edad de la plataforma está estimada entre el Cretácico y el Holoceno, se caracteriza por poseer un lecho de roca más joven hacia el norte (Hodell *et al.*, 2004; Castro-Contreras *et al.*, 2014). Su formación geomorfológica, se originó por tectónica de placas ocurrida en el Mioceno superior que produjo varias zonas de fracturas en la Península de Yucatán, siendo la laguna una fisura geológica por la cual tiene entrada permanente de agua subterránea al complejo lagunar (Díaz, 2005; Espinosa-Sánchez, 2011).

En el Cuadro 2 se incluyen algunos datos de la composición química del agua obtenidos de registros previos en algunas de las localidades de recolecta del complejo lagunar.

CONDICIONES AMBIENTALES

El clima que domina es cálido subhúmedo Aw1(x') con una temperatura media anual mayor a 22°C, el sistema mantiene una oscilación termal donde la mínima es de 27 °C y la máxima de 31.5°C, con una temperatura mayor a 30°C en la mayor parte del sistema (final de época de secas y principio de lluvias) (Ceballos Martínez, 2002; Carrillo-Ruiz, 2003; Herrera-Sansores & Heredia-Escobedo, 2011). La precipitación del mes más seco es menor a 60 mm; las precipitaciones se presentan en todos los meses, aún en los considerados como los más secos, marzo y abril, con lluvias fuertes en verano; de noviembre a febrero la precipitación es más abundante con un porcentaje de lluvia invernal mayor al 10.2% del total anual, con una precipitación anual de 1,100 hasta 1,500 mm (INEGI, 2002). Presenta una sequía interestival y precipitaciones exógenas debido a perturbaciones tropicales (huracanes, tormentas tropicales y depresiones tropicales) (Díaz, 2005) (Cuadro 1).

El Sistema lagunar Bacalar posee una alta riqueza organísmica entre los que se encuentran amebas testadas, rotíferos, quironómidos, ácaros, crustáceos, moluscos, algas y microbialitos (originados por la interacción de bacterias que precipitan minerales carbonatados), estos últimos conformados principalmente por estromatolitos, oncolitos y trombolitos (Gischler *et al.*, 2008; Siqueiros-Beltrones *et al.*, 2013; Correa-Sandoval & García-Reynosa, 2019; Montes-Ortiz & Elías-Gutiérrez, 2018; Amezcua-Vargas, 2019).

En relación al aspecto bacteriológico, se han reportado un número de coliformes totales que varía de 5 a 15 colonias por 100 ml de muestra; se han descrito bacterias de importancia sanitaria, con una concentración de 512 cel/ml de *Escherichia coli* y 97 cel/ml de *Streptococcus faecalis* (Carrillo Ruiz, 2003; Díaz, 2005).

En cuanto a la vegetación el complejo lagunar Bacalar cuenta con ocho tipos de vegetación (selva baja subperenifolia, selva baja subcaducifolia, selva mediana subperenifolia, selva mediana subcaducifolia, vegetación de Petén, vegetación de manglar, pastizal o sabana y vegetación hidrófila o tular). La especie predominante es el mangle comprendiendo 51.36 ha representadas por cuatro especies *Rhizophora mangle* (mangle rojo), *Avicennia germinans* (mangle negro), *Laguncularia racemosa* (mangle blanco) y *Conocarpus erectus* (mangle botoncillo), además, se observan árboles como *Acoelorrhaphe wrightii* (tasiste), *Metopium brownei* (chechen), *Bursera simarúba* (chacá) y *Bucida buceras*

(pucté). En las orillas y áreas someras se encuentran dispersas *Typha dominguensis* (tular), *Ninphae* sp. (ninfa acuática) y *Phragmites australis* (carrizo) (Díaz, 2005; Oliva-Rivera *et al.*, 2016; Correa-Sandoval & García-Reynosa, 2019).

COLECTA

Se seleccionaron ocho localidades de muestreo: Cayuco Maya, Canal de los Piratas, Cenote Cocalitos, Cenote Negro, Cenote Azul, Muelle 1, Muelle 2 y Muelle 3, considerando a) su ubicación y distancia a la población Bacalar, b) su posible perturbación, y c) presencia de microbialitos (Figura 1, Cuadros 3 y 5).

Se realizaron cuatro recolectas en las ocho localidades, con dos métodos: manual y bloques de esponja de poliuretano, correspondiente a dos temporadas climáticas, lluvias y secas. La primera recolecta se realizó en marzo, la segunda en junio, la tercera en septiembre de 2019 y la cuarta en enero 2020, de acuerdo a las posibilidades. En cada localidad se obtuvieron datos de pH, conductividad eléctrica ($\mu\text{S}/\text{cm}$), sólidos disueltos totales (ppm), temperatura ($^{\circ}\text{C}$) con una sonda multiparamétrica HI98129 y oxígeno disuelto (mg/L) con un oxímetro HANNA H19143.

a) RECOLECTA MANUAL

En cada una de las cinco localidades se recolectó una muestra filtrando aproximadamente 40 litros de agua utilizando una malla de $54\ \mu\text{m}$, y obteniendo 150 ml en un frasco de 500 ml por localidad (Figura 1 y Cuadro 3).

b) RECOLECTA CON BLOQUES DE ESPONJA DE POLIURETANO

Se empleó el método Polyurethane Foam (PF) propuesto por Cairns *et al.* (1969), perfeccionado por Yongue & Cairns (1971) y Cairns *et al.* (1973), en tres localidades de fácil acceso localizadas en la orilla de la laguna Bacalar denominadas Muelle 1, Muelle 2 y Muelle 3 (Figura 1, Cuadros 4 y 5). En cada localidad se colocaron dos bloques de espuma de poliuretano (BEP) de $11 \times 7\ \text{cm}$ atadas con un cebo orgánico (embutidos) separadas una de otra aproximadamente un metro (superficie, fondo) y sujetadas con un cordel a la orilla. Se mantuvieron en la localidad durante 24 horas y posteriormente fueron extraídas del agua, las esponjas fueron exprimidas y el agua obtenida se depositó en un frasco de boca ancha de 500 ml alcanzando a llenar 150 ml de acuerdo a lo sugerido por Aladro-Lubel (2009).

Cuadro 1. Características y condiciones ambientales del complejo lagunar Bacalar.		Fuente
Longitud	40-50 km	Gischler <i>et al.</i> , 2011; Herrera-Sansores & Heredia-Escobedo 2011 y Oliva-Rivera <i>et al.</i> , 2016
Ancho	1-3 km	Gischler <i>et al.</i> , 2011; Herrera-Sansores & Heredia-Escobedo 2011 y Oliva-Rivera <i>et al.</i> , 2016
Altitud	1.5-10 msnm	Correa-Sandoval & García-Reynosa, 2019 y Varela & Argueta, 2014
Área	6,365.25 hectáreas	Díaz, 2005
Profundidad	Máximo 31 m, media de 8-25 m	Gischler <i>et al.</i> , 2011; Varela & Argueta, 2014; Oliva-Rivera <i>et al.</i> , 2016
Transparencia	10.3m	Pérez <i>et al.</i> , 2011
Estratificación	No	Pérez <i>et al.</i> , 2011
Temperatura	25-33.8 °C, media anual mayor a 22 °C	Carrillo-Ruiz, 2003; Gischler <i>et al.</i> , 2008 y Amezcua-Vargas, 2019
Oxígeno disuelto	6.0-9.8 mg/l, media 7.4 mg/l	Amezcua-Vargas, 2019
Conductividad	1,220-2,970 µS/cm, media 2,575 µS/cm	Pérez <i>et al.</i> , 2011 y Amezcua-Vargas, 2019
pH	7.7-8.3, media 8.1	Castro-Contreras <i>et al.</i> , 2014 y Amezcua-Vargas, 2019
Clima	Cálido subhúmedo Aw1(x')	Ceballos Martínez, 2002; Carrillo-Ruiz, 2003 y Herrera-Sansores y Heredia-Escobedo, 2011
Precipitación media anual	1,100-1,500 mm (mes más seco 66mm)	INEGI, 2002
Vegetación dominante	Manglar, 51.36 hectáreas	Díaz, 2005 y Oliva-Rivera <i>et al.</i> , 2016
Descripción y tipo de sedimento	Limo arcilloso gris amarillento. Arena (89.35% arena, 4.8% limo y 5.84% arcilla)	Pérez <i>et al.</i> , 2011 y Amezcua-Vargas, 2019

Composición química, elemental y de concentración de clorofila		
Sr	1,998.28 ppm	Amezcua-Vargas, 2019
Fe	0.08%	Amezcua-Vargas, 2019
Ca	36.22%	Amezcua-Vargas, 2019
Carbono total	13.6%	Pérez <i>et al.</i> , 2011
Carbono orgánico total	3.3%	Pérez <i>et al.</i> , 2011
Clorofila a	0.27 µg/L	Amezcua-Vargas, 2019
Na ⁺	85.96-105.47 mg/l.	Gischler <i>et al.</i> , 2011 y Amezcua-Vargas, 2019
K ⁺	4.65-5.47 mg/l.	Gischler <i>et al.</i> , 2008 y Amezcua-Vargas, 2019
Mg ²⁺	106.64-172.77 mg/l.	Gischler <i>et al.</i> , 2011 y Amezcua-Vargas, 2019
Ca ²⁺	349.67-732.47 mg/l.	Gischler <i>et al.</i> , 2011 y Amezcua-Vargas, 2019
Cl ⁻	131.38-210.21 mg/l.	Gischler <i>et al.</i> , 2011 y Amezcua-Vargas, 2019
SO ₄ ²⁻	1130.25-2663.74 mg/l.	Gischler <i>et al.</i> , 2011 y Amezcua-Vargas, 2019
CO ₃ ²⁻	20.4 mg/l.	Amezcua-Vargas, 2019
HCO ₃ ⁻	159.80-163.50 mg/l.	Gischler <i>et al.</i> , 2011 y Amezcua-Vargas, 2019

Cuadro 2. Composición química del agua (aniones y cationes) de algunas localidades de recolecta en el complejo lagunar Bacalar, todos los valores se encuentran en mg/l.

	CM	CDLP	CN	CC	CA	M2
Na ²⁺	100	67.88	56	56.25-64.34	37-37.68	57.90
K ⁺	-	4.88	-	4.25-4.29	2.34	3.90
Mg ²⁺	94	82.38	79	72.13-168.67	95-169.85	166.21
Ca ²⁺	400	325.00	325	322.50-749.30	497-901.17	801.4
HCO ₃ ⁻	120	165.00	183	165.00-199.50	281.25-300	219.02
CO ₃ ²⁻	-	-	-	14.40	-	19.20
Cl ⁻	155	78.00	41	44.50-105.99	42.75-45	91.10
SO ₄ ²⁻	1140	1211.00	1072	1100.00-2696.40	1240-2473	2764.60
Fuente	Gischler <i>et al.</i> , 2011.	Gischler <i>et al.</i> , 2008.	Gischler <i>et al.</i> , 2011.	Gischler <i>et al.</i> , 2008; Amezcua-Vargas, 2019.	Perry <i>et al.</i> , 2002; Gischler <i>et al.</i> , 2011; Castro-Contreras <i>et al.</i> , 2014.	Amezcua-Vargas, 2019.

Localidades de recolecta. CM= Cayuco Maya, CDLP= Canal de los Piratas, CC= Cenote Cocalitos, CN= Cenote Negro, CA= Cenote Azul y M2= Muelle 2.

Cuadro 3. Localidades de recolecta por método manual. **A** Cayuco Maya, **B.** Canal de los Piratas, **C.** Cenote Oscuro, **D.** Cenote Cocalitos y **E.** Cenote Azul.

A) CAYUCO MAYA

Coordenadas geográficas: 18.74138, -88.318.

Humedal ubicado al noreste de la laguna, alejado de Bacalar (municipio), es un área poco perturbada ya que no tiene acceso el turismo. Profundidad inferior a un metro. Posee un suelo fangoso con olor a azufre. Vegetación asociada a la orilla principalmente *Rhizophora mangle* y pastizales.



B) CANAL DE LOS PIRATAS

Coordenadas geográficas: 18.67364, -88.3791.

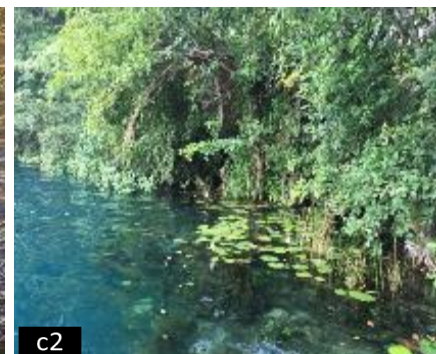
El canal se encuentra ubicado al este de la laguna frente a Bacalar (municipio) conecta la laguna Bacalar con la laguna mariscal. Con alto afluente de turismo. Profundidad inferior a un metro. Posee un suelo arenoso. Vegetación asociada principalmente *Rhizophora mangle* y pastizales.



C) CENOTE NEGRO

Coordenadas geográficas: 18.66769, -88.39403.

El cenote negro también conocido como cenote de la bruja o cenote oscuro. Es un cenote interno a la laguna. Ubicado al oeste de la laguna, a orilla de Bacalar (municipio), frente a la calle 2 en avenida costera. Posee más de 60 m de profundidad, la orilla es rocosa, el fondo es imperceptible. Con presencia de vegetación arbórea que rodea la mitad del cenote y vegetación acuática anclada a la orilla principalmente pastos y ninfas.



D) CENOTE COCALITOS

Coordenadas geográficas: 18.65022, -88.4087.

Cenote cocalitos también conocido como balneario cocalitos está ubicado al oeste de la laguna, a la orilla de Bacalar (municipio), frente a la intersección de la avenida costera con calle 7. Profundidad variable inferior a 1.70 m, al centro el fondo es arenoso, en la orilla fangoso. Presencia de microbialitos, oncolitos y el gasterópodo, *Pomacea flagellata*, Poca vegetación arbórea en la orilla y con vegetación acuática como pastos y ninfas.



E) CENOTE AZUL

Coordenadas geográficas: 18.64672, -88.4129.

Cenote ubicado al oeste de la orilla de la laguna separada por 50 m de distancia, a 4 km al sur de Bacalar (municipio), a la orilla de la carretera federal Quintana Roo-Cancún, rodeado por la avenida costera. Cenote cilíndrico con abertura de forma circular que muestra capas delgadas de estratos calizos. Es el cenote más grande al sur de Quintana Roo. Profundidad de 64 a 72 m con 200 m de diámetro. Vulnerable a perturbaciones antropogénicas debido al alto flujo de turismo.





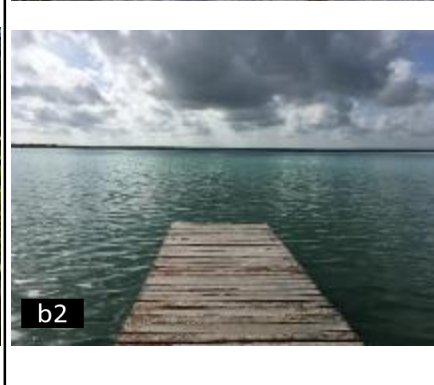
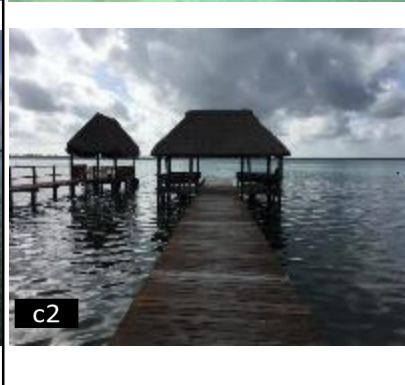
Múltiples especies arbóreas rodean el cenote, la materia en descomposición se concentra en la orilla.



Cuadro 4. Método de recolecta. **1** Bloques de espuma de poliuretano (BEP). **2** sujetas a la orilla. Barra de referencia= 5 cm.



Cuadro 5. Características de las localidades de recolecta por método bloques de espuma de poliuretano.
A. Muelle 1, B. Muelle 2 y C. Muelle 3.

<p>A) MUELLE 1</p>	<p>B) MUELLE 2</p>	<p>C) MUELLE 3</p>
<p>Coordenadas geográficas: 18.66957, -88.39232.</p> <p>Área ubicada al oeste del complejo lagunar a orillas de Bacalar (Localidad), entre calle 6 y 8 en avenida costera. Funciona como entrada a la laguna. Profundidad variable, frecuentemente menor a un metro, fondo de detrito grueso. Con presencia del gasterópodo <i>Pomacea flagellata</i>. Con vegetación arbórea que cubre la orilla y vegetación acuática como pastos y ninfas.</p>	<p>Coordenadas geográficas: 18.67273, -88.38921.</p> <p>Embarcadero municipal ubicado al oeste del complejo lagunar a orillas de Bacalar (localidad), en la calle 14, a lado del “Balneario municipal, el aserradero”. El embarcadero tiene presencia constante de embarcaciones de motor, Profundidad variable, frecuentemente inferior a un metro., fondo de detrito grueso con múltiples residuos de plástico y madera propia de botes y estructuras del embarcadero. Agua visiblemente jabonosa. Sin vegetación asociada.</p>	<p>Coordenadas geográficas: 18.67418, -88.38919</p> <p>Mirador público de Bacalar, ubicado al oeste del complejo lagunar a orillas de Bacalar (localidad), en la calle 16 y avenida costera. Presencia constante de turismo. Profundidad variable, frecuentemente menor a dos metros, fondo arenoso y de detrito grueso. Con presencia del gasterópodo <i>Pomacea flagellata</i>. Sin vegetación asociada.</p>
 <p>a1</p>	 <p>b1</p>	 <p>c1</p>
 <p>a2</p>	 <p>b2</p>	 <p>c2</p>

LABORATORIO

Todas las muestras fueron transportadas al Laboratorio de Protozoología de la Facultad de Ciencias, UNAM, donde se mantuvieron en condiciones de temperatura y luz ambiental para su observación.

a) OBSERVACIÓN EN VIVO

Se realizó un registro iconográfico y fotográfico de cada taxón observado, utilizando un microscopio estereoscópico Nikon Photo/bino C-PS, un microscopio óptico de contraste de fases Karl Zeiss y un microscopio de contraste diferencial de interferencia con una cámara Nikon Labophot-2 adaptada. En todos los casos se hizo el registro de mediciones de las células que incluyeron longitud y ancho de la célula, además de la medición de estructuras como longitud y ancho de macronúcleo y micronúcleo, labio peristomal, pedúnculo y zona adoral de membranelas.

De acuerdo al grupo de ciliados se verificó en la observación en vivo la presencia o ausencia de canasta oral, número y orientación de cinetias, posición de citostoma, el número y arreglo de cirros, endosimbiontes, espinas, gránulos corticales o pigmentos.

b) CULTIVOS Y PREPARACIONES PERMANENTES

Se realizaron infusiones para obtener cultivos polixénicos a base de trigo, arroz, paja y avena (Aladro-Lubel, 2009) los cuales se mantuvieron a temperatura y luz ambiental en el laboratorio. Se empleó el fijador Bouin y se elaboraron preparaciones permanentes con técnicas de tinción e impregnación como hematoxilina de Harris, nigrosina cloruro de mercurio formol (NMF- modificada) de Borrór, nitrato de plata “en seco”, carbonato de plata piridinado y protargol (Foissner 1991, 2014).

c) IDENTIFICACIÓN

La identificación de los taxones se apoyó en la observación en vivo, registros métricos, fotográficos, técnicas permanentes de impregnación y tinción. Se consultó a Borrór & Hill (1995); Yi *et al.* (2009); Boscaro *et al.* (2014); Chi *et al.* (2019); Curds (1975); Foissner & Wölfl (1994); Foissner *et al.* (1992, 1999, 2008b); Fokin (2010); Fokin & Chivilev (2000); Lynn (2008), Syberg-Olsen *et al.* (2016) y Tirjaková *et al.* (2015).

ANÁLISIS

a) ANÁLISIS DE DATOS

Para evaluar, comparar y determinar el grado de similitud respecto a la riqueza entre las localidades de estudio se utilizó el Índice de Jaccard $C/(A+B-C)$ (Moreno, 2001) el cual se realizó empleando el software Past 4.03 (Hammer *et al.*, 2001).

También, con el objetivo de determinar y relacionar los valores de riqueza específica de las localidades con algunas condiciones ambientales y temporadas climáticas, se realizaron correlaciones de Pearson y análisis de componentes principales empleando el Software InfoStat versión 2020 (Di Rienzo *et al.*, 2008).

b) INTEGRACIÓN DE DATOS MORFOLÓGICOS

Para los taxones identificados a nivel de especie, se realizó una revisión bibliográfica consultando la literatura disponible con el objetivo de integrar la información morfológica. Asimismo se complementó esta información con datos ecológicos, de distribución geográfica (incluyendo mapas realizados con el software Google Earth Pro (Google, 2021) y ArcGis 10.5 (ArcGis, 2016), y de los ambientes donde se registraron previamente las especies (ver Anexo).

RESULTADOS

a) TAXONÓMICOS

Se identificaron 37 taxones de ciliados (numerados 1-37) en las ocho localidades de estudio del complejo lagunar Bacalar. De acuerdo a las características citológicas que fue posible observar en vivo o en preparaciones permanentes, tres taxones se catalogaron a nivel de especie, tres a nivel de género, 11 a nivel de familia, 14 a nivel de orden, cuatro a nivel de clase y dos a nivel de phylum (Figuras 2-11). El listado de los taxones sigue el arreglo taxonómico de acuerdo a Lynn (2008).

Se incluyen solamente los datos morfológicos de los taxones identificados a nivel de especie: *Coleps hirtus*, *Paramecium multimicronucleatum* y *Stentor coeruleus*. Adicionalmente en el Anexo se presentan los datos taxonómicos, ecológicos, de hábitat y de distribución de las tres especies.

Lista taxonómica de ciliados del complejo lagunar Bacalar

Phylum CILIOPHORA Doflein, 1901

(1) Ciliado I

(2) Ciliado II

Subphylum Postciliodesmatophora Gerassimova & Seravin, 1976

Clase Heterotrichea Stein, 1859

Orden Heterotrichida Stein, 1859

(3) Heterotrichida I

Familia Spirostomidae Stein, 1867

(4) Spirostomidae I

Género *Spirostomum* Ehrenberg, 1834

(5) *Spirostomum* sp.

Familia Stentoridae Carus, 1863

Género *Stentor* Oken, 1815

(6) *Stentor coeruleus* (Pallas, 1766) Ehrenberg,
1830

(7) *Stentor* sp.

Subphylum Intramacronucleata Lynn, 1996

Clase Spirotrichea Butschli, 1889

(8) Spirotrichea I

(9) Spirotrichea II

Subclase Stichotrichia Small & Lynn, 1985

Orden Sporadotrichida Fauré-Fremiet, 1961

(10) Sporadotrichida I

(11) Sporadotrichida II

(12) Sporadotrichida III

(13) Sporadotrichida IV

(14) Sporadotrichida V

(15) Sporadotrichida VI

(16) Sporadotrichida VII

(17) Sporadotrichida VIII

(18) Sporadotrichida IX

(19) Sporadotrichida X

Subclase Hypotrichia Stein, 1859

Orden Euplotida Small & Lynn, 1985

Suborden Euplotina Jankowski, 1979

Familia Euplotidae Ehrenberg, 1838

(20) Euplotidae I

Género *Euplotes* Ehrenberg en Hemprich & Ehrenberg,
1831

(21) *Euplotes* sp.

Clase Litostomatea Small & Lynn, 1981

(22) Litostomatea I

Orden Pleurostomatida Schewiakoff, 1896

(23) Pleurostomatida I

Clase Nassophorea Small & Lynn, 1981

Orden Nassulida Jankowski, 1967

(24) Nassulida I

Clase Prostomatea Schewiakoff, 1896

Orden Prorodontida Corliss, 1974

Familia Colepidae Ehrenberg, 1838

Género *Coleps* Nitzsch, 1827

(25) *Coleps hirtus* (Mueller, 1786) Nitzsch,
1827

Clase Oligohymenophorea Puytorac, Batisse, Bohatier, Corliss, Deroux,
Didier, Dragesco, Fryd-Versavel, Grain, Grolière, Hovasse, Iftode, Laval,
Roque, Savoy & Tuffrau, 1974

(26) Oligohymenophorea I

Subclase Peniculia Fauré-Fremiet en Corliss, 1956

Orden Peniculida Fauré-Fremiet en Corliss, 1956

Familia Parameciidae Dujardin, 1840

Género *Paramecium* O.F. Muller, 1773

(27) *Paramecium multimicronucleatum* Powers
& Mitchell, 1910

Subclase Scuticociliatia Small, 1967

Orden Pleuronematida Fauré-Fremiet en Corliss, 1956

(28) Pleuronematida I

Subclase Peritrichia Stein, 1859

Orden Sessilida Kahl, 1933

Familia Vorticellidae Ehrenberg, 1838

(29) Vorticellidae I

(30) Vorticellidae II

(31) Vorticellidae III

(32) Vorticellidae IV

(33) Vorticellidae V

(34) Vorticellidae VI

(35) Vorticellidae VII

(36) Vorticellidae VIII

(37) Vorticellidae IX

CARACTERÍSTICAS DE LOS TAXONES

En las Figuras 2-11 se muestran imágenes en vivo de los 37 taxones identificados. En el Cuadro 6 se muestran los datos de algunos taxones de los que fue posible obtener mediciones de atributos celulares.

Cuadro 6. Datos métricos de los ciliados identificados.							
Taxón		Mín	Máx	Media	DE	CV	n
<i>Spirostomum</i> sp.	Longitud	730.0	876.0	803.0	65.3	8.1	11
	Ancho	36.0	54.0	43.2	8.2	19.1	9
	Núm. Cinetias somáticas	10.0	12.0	11.0	1.1	10.5	4
	Núm. Nódulos macronucleares	16.0	24.0	21.0	2.4	11.5	13
	Longitud macronúcleo	10.8	18.0	14.4	3.1	21.6	9
	Ancho macronúcleo	3.6	7.2	5.2	1.9	36.5	9
<i>Stentor coeruleus</i>	Longitud	321.2	511.0	397.1	80.9	20.3	5
	Ancho	146.0	175.0	157.6	15.9	10.0	5
	Núm. Cinetias somáticas	44.0	59.0	51.5	10.6	20.6	2
Sporadotricha IX	Longitud	102.2	102.2	102.2	--	--	1
	Ancho	43.8	43.8	43.8	--	--	1
<i>Euplotes</i> sp.	Longitud	100.8	180.0	147.3	17.5	11.9	30
	Ancho	46.8	151.2	101.7	29.1	28.6	30
	Núm. Cirros frontoventrales	9.0	9.0	9.0	--	--	15
	Núm. Cirros ventrales	5.0	5.0	5.0	--	--	15
	Núm. Cirros caudales	4.0	4.0	4.0	--	--	15
<i>Coleps hirtus</i>	Longitud	42.0	48.0	45.9	1.1	2.4	27
	Ancho	12.0	28.5	20.8	4.1	19.9	27
<i>Paramecium multimicronucleatum</i>	Longitud	108.0	189.8	150.6	23.54	15.6	22
	Ancho	29.2	56.4	41.5	7.12	17.1	22
	Núm. Cinetias somáticas.	86.0	108.0	93.0	6.5	7.0	14
Vorticellidae IV	Longitud Zooide	58.4	73.0	65.7	10.3	15.7	2
	Longitud pedúnculo	248.2	204.4	226.3	30.9	13.7	2
	Ancho labio peristomal	43.8	73.0	58.4	20.6	35.4	2
Vorticellidae V	Longitud zooide	61.2	73.0	67.1	8.3	12.4	2
	Longitud pedúnculo	452.6	452.6	452.6	--	--	1
	Ancho zooide	57.6	58.4	58.0	0.5	0.9	2
	Ancho labio peristomal	58.4	58.4	58.4	--	--	1

Todas las medidas se encuentran en μm . Mín= valor mínimo, Máx= valor máximo, Media= Promedio, DE= Desviación estándar, CV= Coeficiente de variación y n= número de individuos.

Stentor coeruleus (Pallas, 1766) Ehrenberg, 1830 (Figura 2).

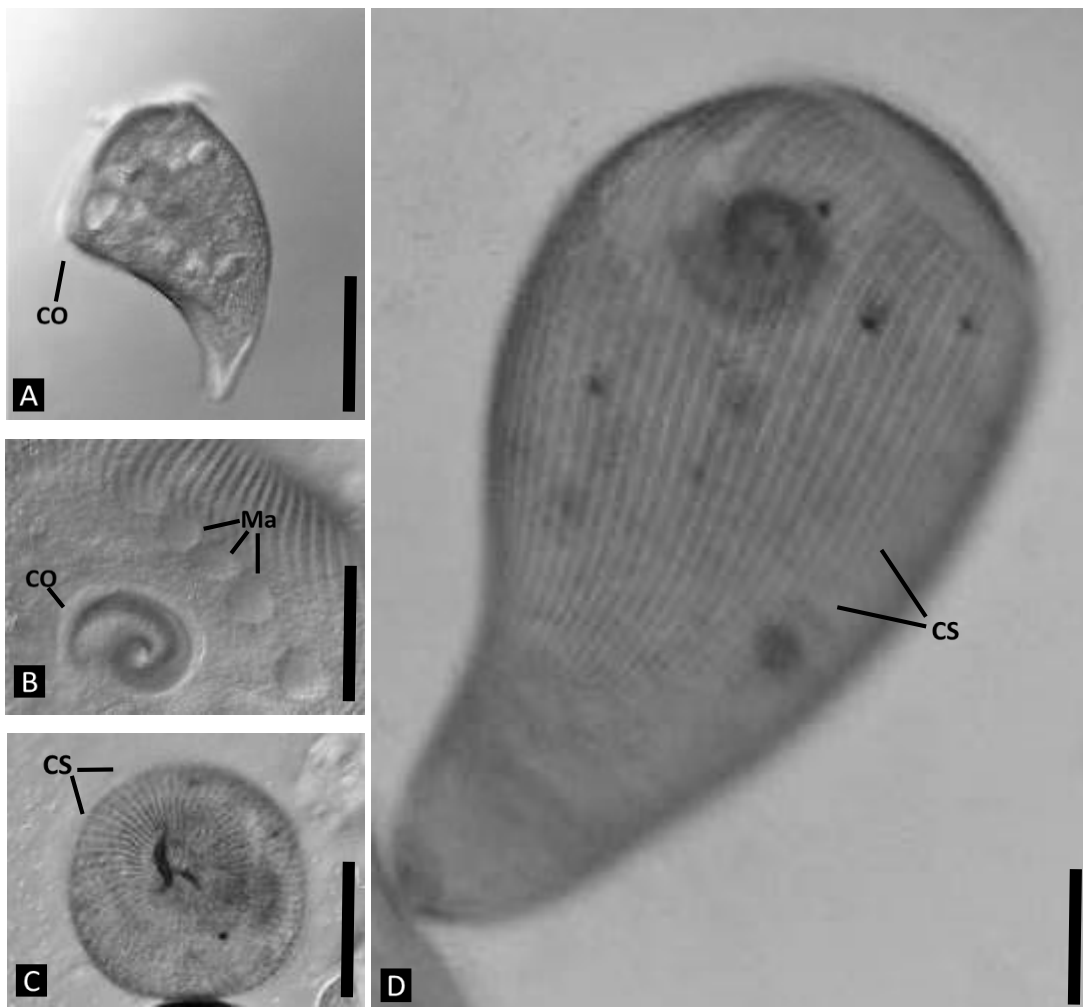


Figura 2. A-D. Individuos de *Stentor coeruleus* en vivo. Abreviaturas: cinetias somáticas (CS), ciliatura oral (CO), macronúcleo (Ma). Barras de referencia= 132.30 μm .

Coleps hirtus (Mueller, 1786) Nitzsch, 1827 (Figura 3).

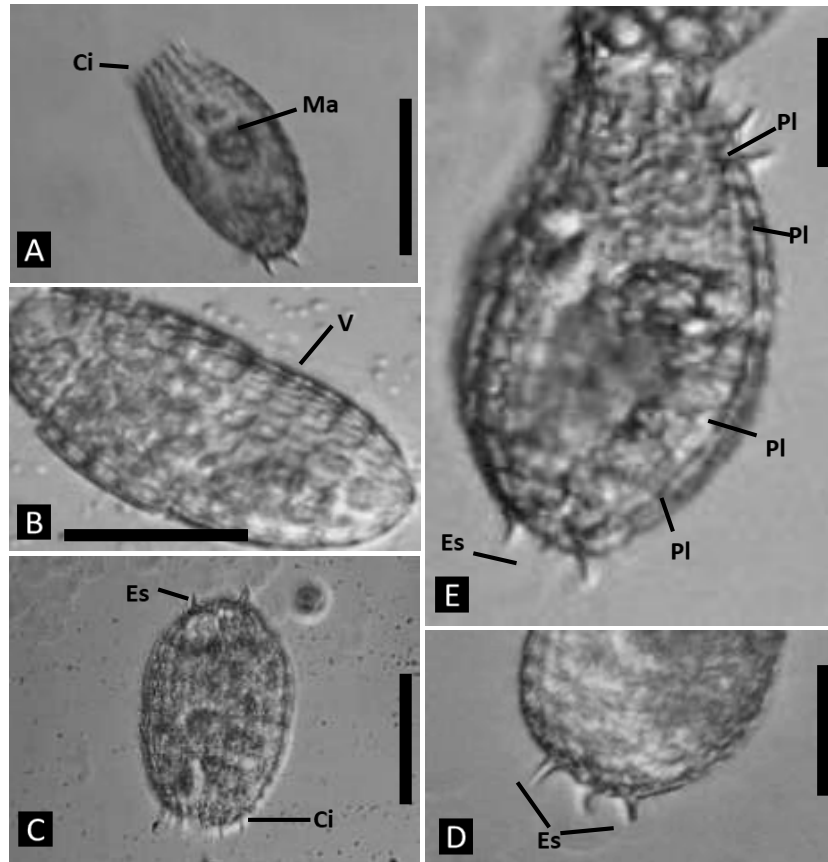


Figura 3. A-E. Individuos de *Coleps hirtus* en vivo. Abreviaturas: citostoma (Ci), espinas (Es), macronúcleo (Ma), placas (Pl), ventanas (V). Barras de referencia= 23.0 μm .

Paramecium multimicronucleatum Powers & Mitchell, 1910 (Figura 4).

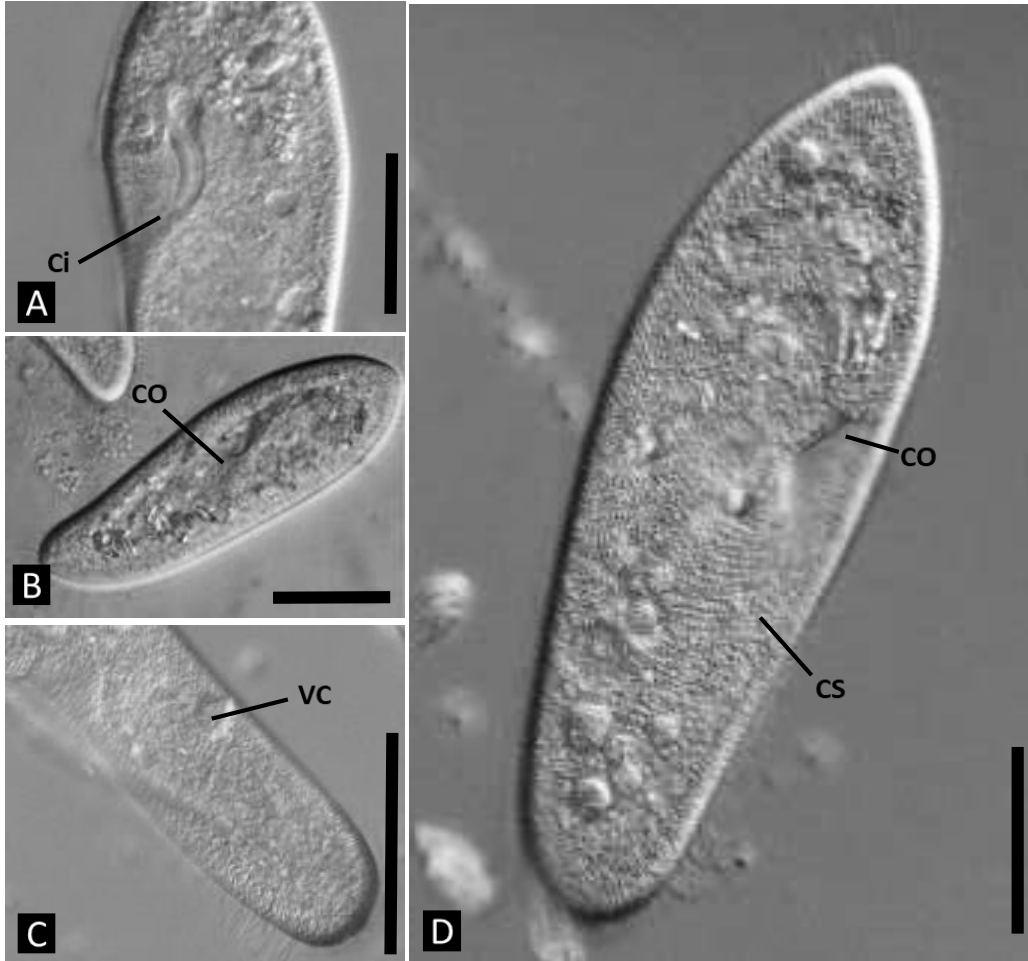


Figura 4. A-D. Individuos de *Paramecium multimicronucleatum* en vivo. Abreviaturas: cavidad oral (CO), cinetias somáticas (CS), citostoma (Ci), vacuola contráctil (VC). Barras de referencia= 50.0 μm .

Spirostomidae I (Figura 5).

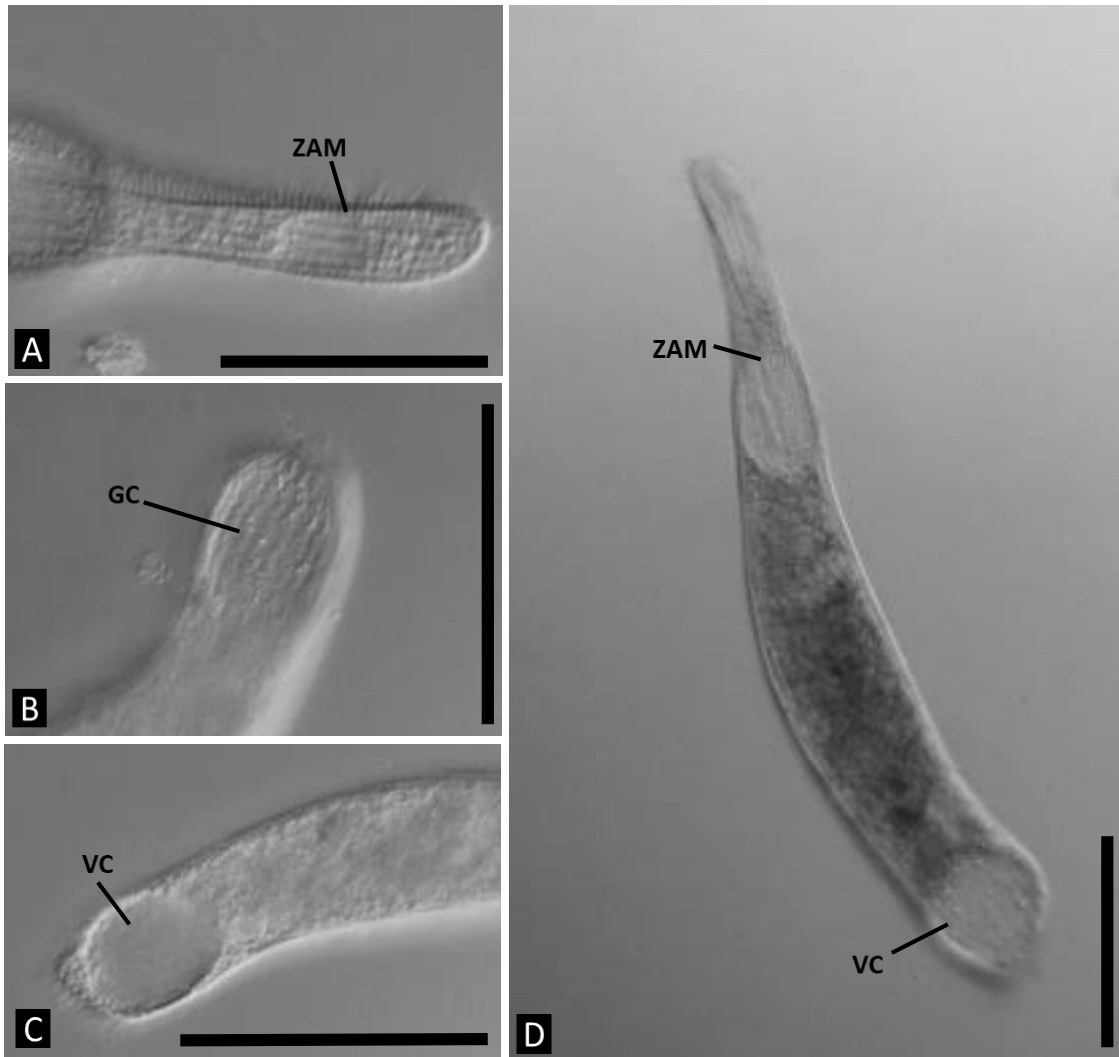


Figura 5. A-D. Individuos de Spirostomidae I en vivo. Abreviaturas: gránulos corticales (GC), vacuola contráctil (VC), zona adoral de membranelas (ZAM). Barras de referencia= 208.0 μm.

Spirostomum sp. (Figura 6).

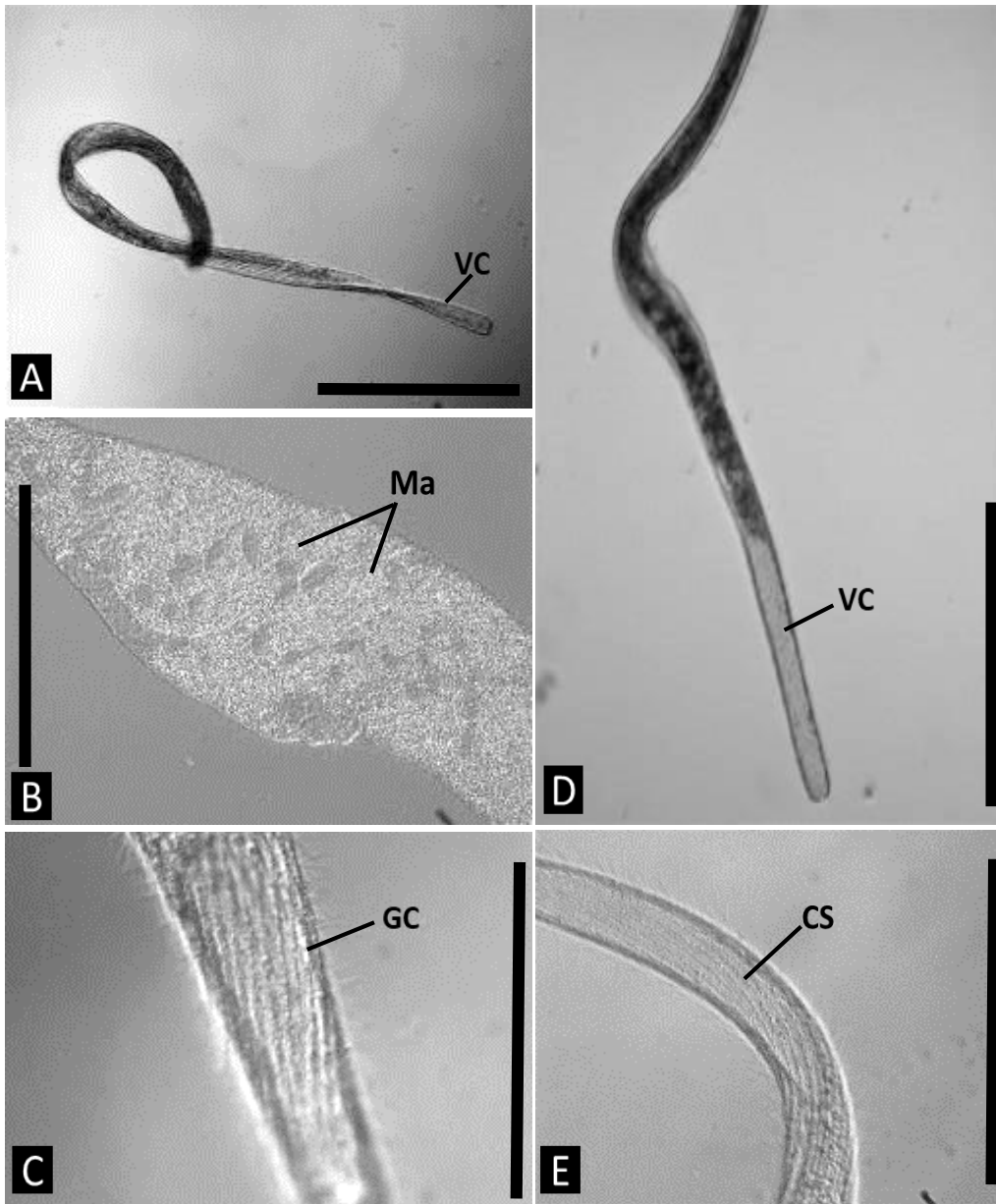


Figura 6. A-E. Individuos de *Spirostomum* sp. en vivo. Abreviaturas: cinetias somáticas (CS), gránulos corticales (GC), vacuola contráctil (VC). Barras de referencia= 268.0 μm .

Euplotidae I (Figura 7).



Figura 7. A-D. Individuos de Euplotidae I en vivo. Abreviaturas: cirros caudales (CC), cirros frontoventrales (CFV), cirros transversales (CT), zona adoral de membranelas (ZAM). Barras de referencia= 30 μ m.

Euplotes sp. (Figura 8).

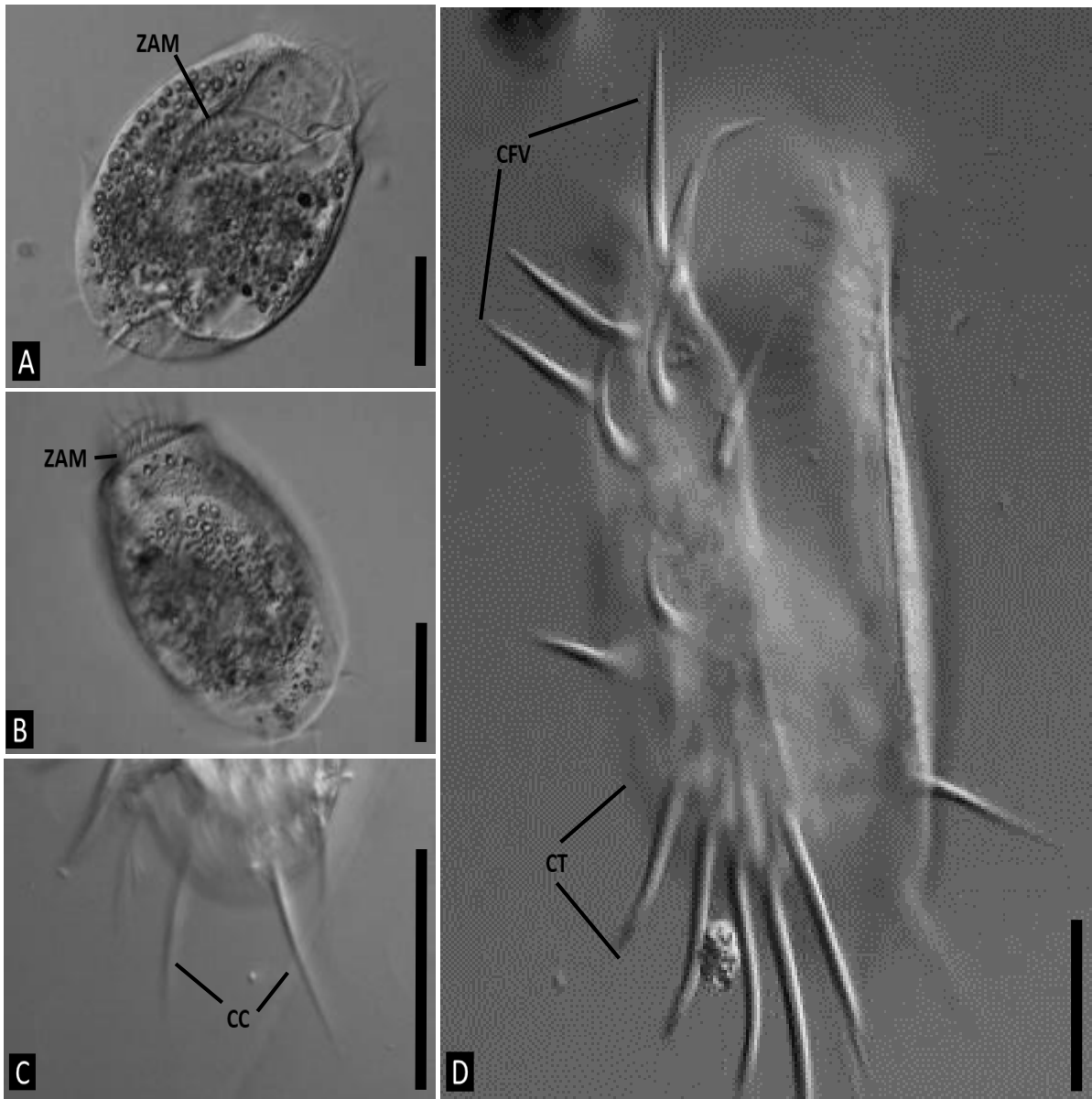


Figura 8. A-C. Individuos de *Euplotes* sp. en vivo. A-C. Abreviaturas: cirros caudales (CC), cirros frontoventrales (CFV), cirros transversales (CT), zona adoral de membranelas (ZAM). Barras de referencia= 49.0 μ m.

Ciliado I y II, *Stentor* sp., Heterotrichida I, Pleurostomatida I, Spirotrichea I y II, Litostomatea I, Nassulida I, Oligohymenophorea I y Pleuronematida I (Figura 9).

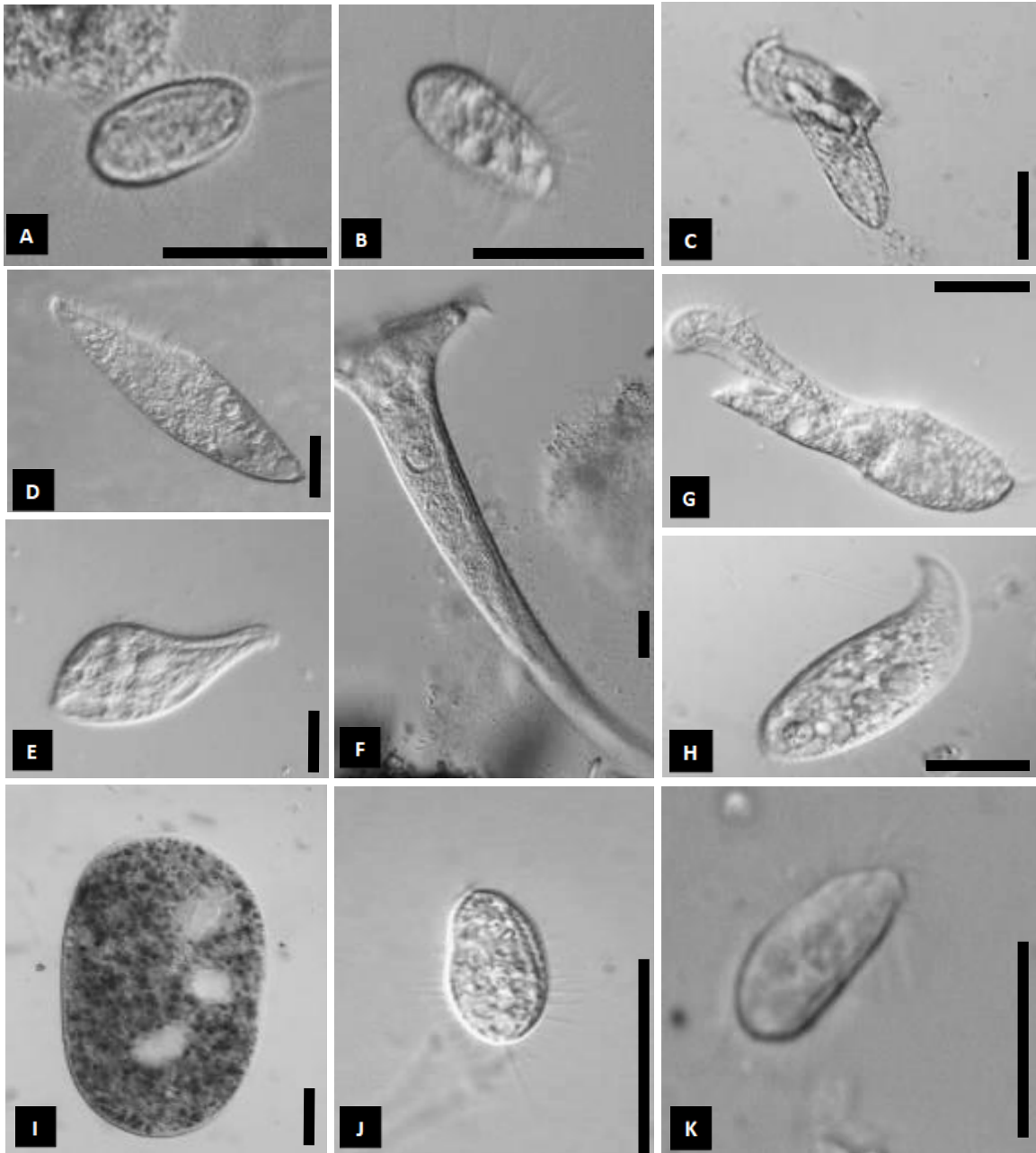


Figura 9. A-K. Taxones en vivo. A. Ciliado I, B. Ciliado II, C. Spirotrichea I, D. Heterotrichida I, E. Pleurostomatida I, F. *Stentor* sp., G. Spirotrichea II, H. Litostomatea I, I. Nassulida I, J. Oligohymenophorea I y K. Pleuronematida I. Barras de referencia= 20 μ m.

Sporadotricha I-X (Figura 10).

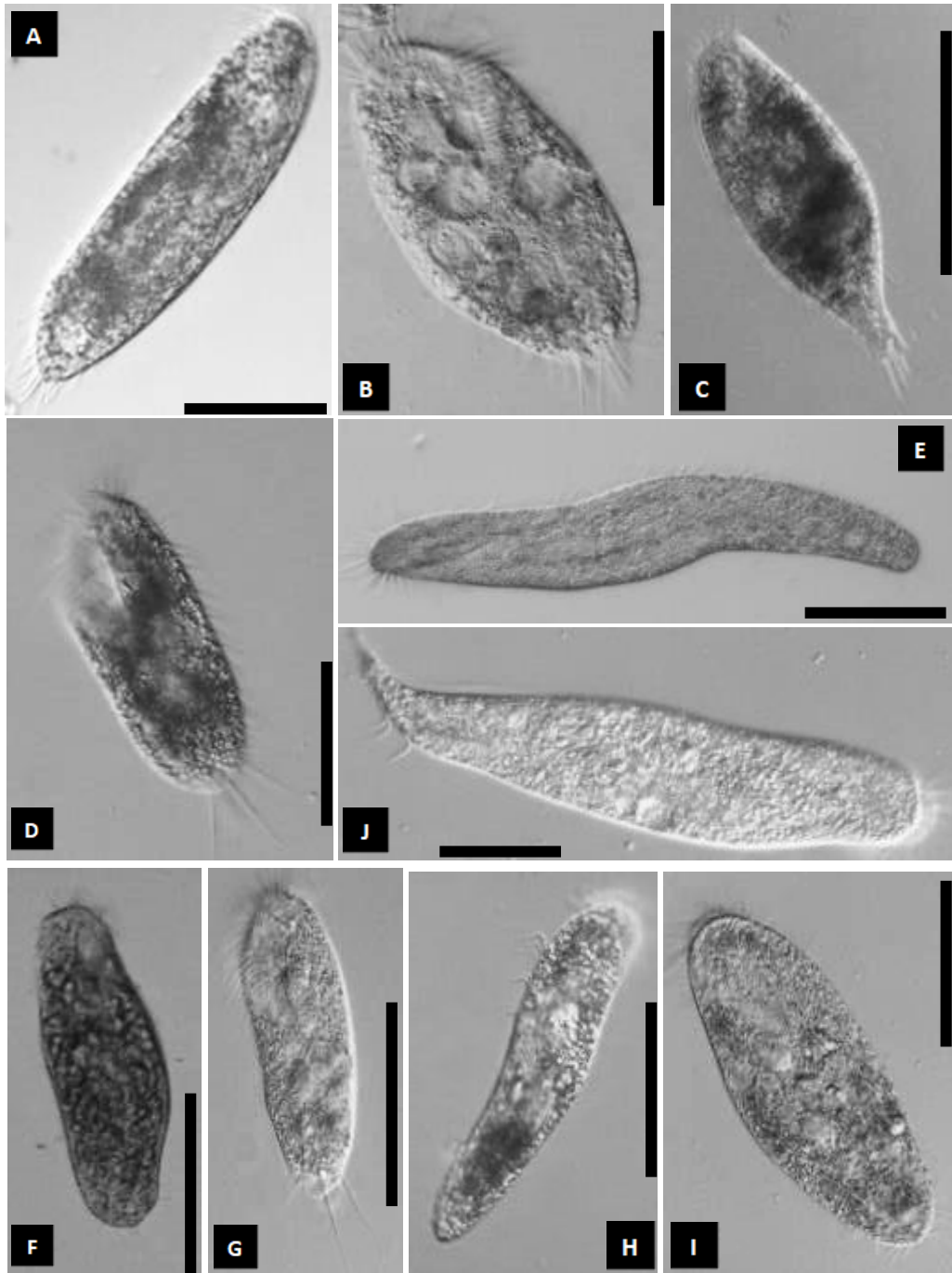


Figura 10. A-J. Taxones en vivo. A. Sporadotricha I, B. Sporadotricha II, C. Sporadotricha III, D. Sporadotricha IV, E. Sporadotricha V, F. Sporadotricha VI, G. Sporadotricha VII, H. Sporadotricha VIII, I. Sporadotricha IX y J. Sporadotricha X Barras de referencia= 35 µm.

Vorticellidae I-IX (Figura 11).

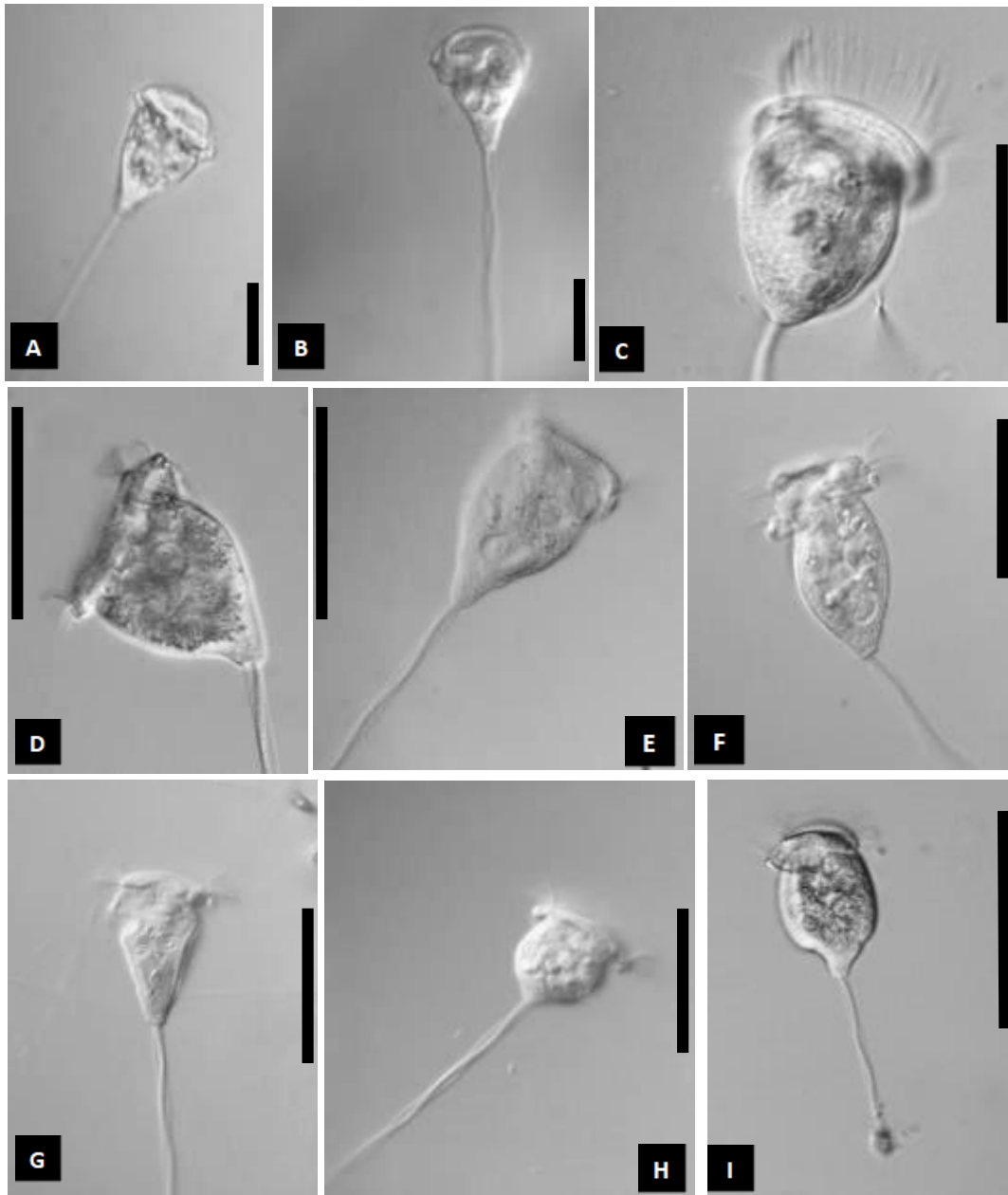


Figura 11. A-I. Taxones en vivo. **A.** Vorticellidae I, **B.** Vorticellidae II, **C.** Vorticellidae III, **D.** Vorticellidae IV, **E.** Vorticellidae V, **F.** Vorticellidae VI, **G.** Vorticellidae VII, **H.** Vorticellidae VIII y **I.** Vorticellidae IX. Barras de referencia= 50 μ m.

RIQUEZA ESPECÍFICA POR LOCALIDAD

Se identificaron 37 taxones de ciliados en las ocho localidades de estudio. La clase con mayor número de taxones fue Spirotrichea con el 38% (subclases Hypotrichia y Stichotrichia), seguida de la clase Oligohymenophorea con 32% (subclases Peritrichia, Scuticociliatia y Peniculia); las clases con menor riqueza fueron la clase Nassophorea y la clase Prostomatea con 3% cada una (Figura 12).

Los taxones más comunes en las localidades del cuerpo lagunar fueron Euplotidae I en siete localidades, seguida de *P. multimicronucleatum* y *Coleps hirtus* en seis localidades. La especie con mayor distribución (en todas las localidades en diferentes recolectas) fue *Coleps hirtus* siendo observada en 13 de 32 muestras (Cuadro 7). La localidad con mayor riqueza fue el Muelle 3 con 13 taxones y la localidad con menor riqueza fue el Cenote Cocalitos con tres taxones (Figura 13, Cuadros 7 y 8).

Considerando el método de recolecta, en las localidades donde se empleó el método de recolecta manual se identificaron 25 taxones (CM, nueve; CDLP, siete; CC, tres; CN, nueve y CA, doce) y con el método de recolecta por bloques de esponja de poliuretano se obtuvieron 21 taxones (Muelle 1, cinco; Muelle 2, ocho y Muelle 3, trece) (Cuadro 7).

Con el método manual la mayor riqueza de taxones (12) se obtuvo en el Cenote Azul, la localidad con menor número de taxones fue el Cenote Cocalitos con tres. Con el método por bloques de esponja de poliuretano, la mayor riqueza de taxones se obtuvo en el Muelle 3 con 13 y el menor en el Muelle 1 con cinco (Cuadro 8 y Figura 13). Además considerando el intervalo de profundidad superficie de recolecta, se obtuvieron nueve taxones en la superficie, seis en el fondo y seis en ambos niveles de profundidad considerando todas las recolectas (Ciliado I, Sporadotricha II y VII, Euplotidae I, *Coleps hirtus* y *Paramecium multimicronucleatum*). *Coleps hirtus* y Euplotidae I fueron registrados en las tres localidades de recolecta (Muelle 1-3). Euplotidae I se observó en el fondo y la superficie del Muelle 1 y únicamente en la superficie del Muelle 2, en cuanto a *C. hirtus* fue la especie más distribuida, colectada en el fondo y superficie de los Muelles 1 y 2, ambas especies solo fueron observados en el fondo del Muelle 3 (Cuadro 8).

Respecto a las temporadas climáticas, en la temporada de secas se obtuvieron 30 taxones en las cuatro recolectas (CM, siete; CDLP, siete; CC, dos; CN, tres; CA, diez; Muelle 1, tres; Muelle 2, seis y Muelle 3, doce) mientras que en la temporada de lluvias se obtuvieron 18 taxones (CM, seis; CC, uno; CN, siete; CA, cuatro; M1, cuatro; M2, cuatro y M3, tres). En cuanto a la recolecta, el mayor número de identificaciones se obtuvo en la localidad Muelle 3 en la recolecta de marzo 2019 con ocho taxones (Cuadro 7).

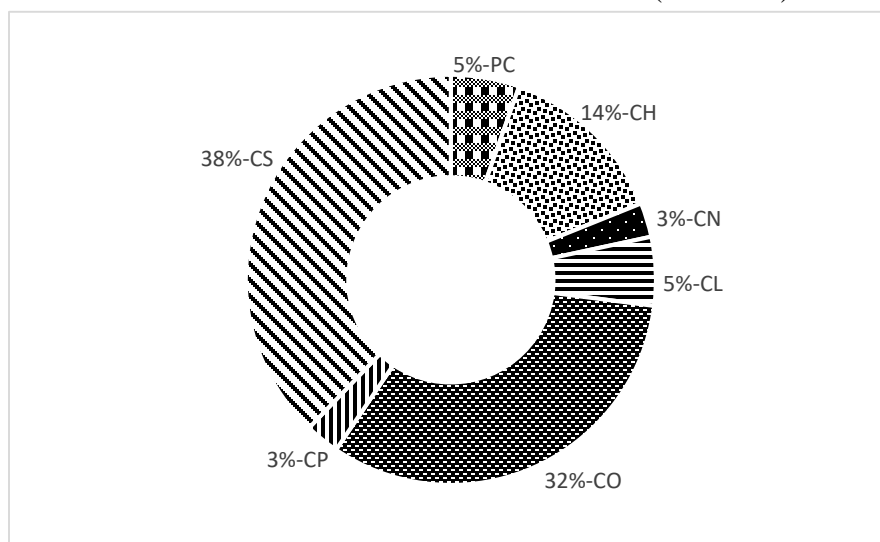


Figura 12. Clases del Phylum Ciliophora registradas en el complejo lagunar Bacalar. Abreviaturas: CH= Clase Heterotrichea, CN= Clase Nassophorea, CL= Clase Litostomatea, CO= Clase Oligohymenophorea, CP= Clase Prostomatea, CS= Clase Spirotrichea y PC= Phylum Ciliophora.

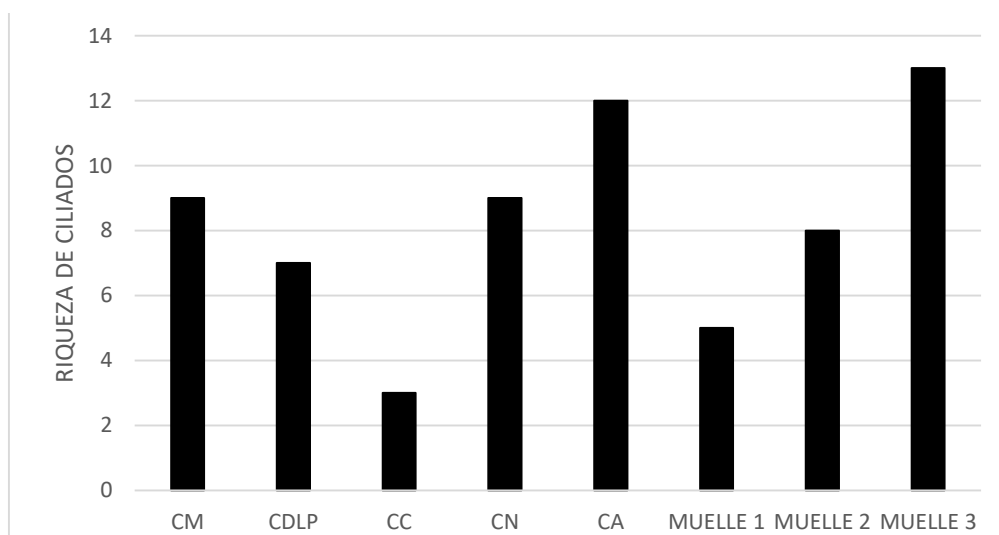


Figura 13. Riqueza de ciliados en las localidades de recolecta. Abreviaturas: CM= Cayuco Maya, CDLP= Canal de los Piratas, CC= Cenote Cocalitos, CN= Cenote Negro, CA= Cenote Azul, Muelle 1, Muelle 2 y Muelle 3.

Los taxones que fueron registrados en más de una recolecta en la misma localidad fueron; en Cayuco Maya, Euplotidae I y Vorticellidae II (marzo y junio) y *Euplotes* sp. (septiembre y enero); en el Cenote Negro *P. multimicronucleatum* (marzo, junio, septiembre y enero); en el Cenote Azul *Coleps hirtus* y Nassulida I (septiembre-enero); en el Muelle 1 *Sporadotricha* IV (marzo y junio), en el Muelle 2 *C. hirtus* (marzo y junio) y en el Muelle 3 *P. multimicronucleatum* y *Sporadotricha* VII (marzo y junio) (Cuadro 8). La composición heterogénea de taxones en las localidades puede atribuirse entre otros elementos, al método de colecta o propiedades del sistema lagunar y debido a su identificación a diferentes niveles taxonómicos, no es posible comparar la composición de los mismos.

b) CONDICIONES AMBIENTALES

Considerando ambas temporadas climáticas los valores de las condiciones ambientales fueron los siguientes; la temperatura fluctuó entre 25.1 °C a 33.4 °C, el valor mínimo fue registrado en las localidades Muelle 1 y Muelle 3 y el valor máximo en el Canal de los Piratas. Respecto a la concentración de oxígeno disuelto los valores fueron de 1.44 mg/L a 6.19 mg/L, ambos valores obtenidos en el Muelle 3. En cuanto a la conductividad los valores fueron de 1022 μ S/cm a 2257 μ S/cm, el valor mínimo obtenido en el Cenote Negro y el máximo en el Muelle 1. Para los sólidos disueltos los valores obtenidos fluctuaron entre 889 ppm a 2040 ppm, el mínimo en el Muelle 2 y el máximo en el Cenote Negro y con respecto a la medición de pH el rango fue de 7.05 a 8.52, ambos valores obtenidos en Cayuco Maya (Cuadro 9).

TEMPORADA DE LLUVIAS

En la temporada de lluvias correspondiente a los meses, junio y octubre del año 2019, la localidad que presentó la menor temperatura fue el Muelle 3 con 28.4°C y la mayor fue en el Canal de los Piratas con 33.4°C. En cuanto a la concentración de oxígeno disuelto el menor valor se obtuvo en el Muelle 3 con 1.44 mg/L y el mayor en el Cenote Cocalitos con 5.3 mg/L. Con respecto a la conductividad la localidad con menor valor fue el Cenote Cocalitos con 1817 μ S/cm y con el mayor valor fue Cayuco Maya con 2147 μ S/cm. La localidad con un menor valor de sólidos disueltos fue el Muelle 2 con 889 ppm y con el mayor Cayuco Maya con 1070 ppm. Cayuco Maya fue la localidad con el menor y el mayor valor de pH con 7.05 y 8.35 respectivamente (Cuadro 9).

Considerando la media de las condiciones ambientales la localidad que presentó un menor valor de temperatura fue el Muelle 2 con 28.8°C y el mayor en Cayuco Maya con 32.8 °C. En cuanto a la concentración de oxígeno disuelto el menor valor se obtuvo en el Muelle 3 con 2.42 mg/L y el mayor en el Cenote Azul con 4.98 mg/L. Respecto a la conductividad y los sólidos disueltos la localidad que obtuvo el menor valor fue el Cenote Cocalitos con 1873.5 μ S/cm y 936 ppm y el mayor valor en Cayuco Maya con 2090 μ S/cm y 1043 ppm respectivamente. En cuanto al pH el menor valor se obtuvo en el Cenote Negro con 7.29 y el mayor en el Muelle 2 con 7.85 (Cuadro 9 y Figura 14).

TEMPORADA DE SECAS

En temporada de secas correspondientes a los meses de marzo 2019 y enero 2020, las localidades que presentaron el menor valor de temperatura fueron el Muelle 1 y el Muelle 3 con 25.1°C, el mayor valor se obtuvo en el Canal de los Piratas con 29.1 °C. En cuanto a la concentración de oxígeno disuelto el menor valor se obtuvo en el Muelle 1 con 2.2 mg/L y el mayor en el Muelle 3 con 6.19 mg/L. Con respecto a los sólidos disueltos el menor valor se obtuvo en el Cenote Cocalitos con 913 ppm y el mayor en el Cenote Negro con 2040 ppm. En relación al pH el menor valor se presentó en el Muelle 1 con 7.08 y el mayor en Cayuco Maya con 8.52. El Cenote Negro obtuvo el menor valor en conductividad con 1022 μ S/cm y el mayor el Muelle 1 con 2257 μ S/cm respectivamente (Cuadro 9).

Considerando la media de las condiciones ambientales la localidad con menor valor de temperatura se presentó en el Muelle 1 con 25.9°C y la mayor en el Cenote Azul con 28.15°C. En cuanto al oxígeno disuelto la localidad con menor valor fue el Cenote Negro con 2.68 mg/L y el mayor en Cayuco Maya y el Muelle 3 con 5.1 mg/L. Respecto a la conductividad el menor valor se obtuvo en el Cenote Negro con 1569.5 μ S/cm y el mayor en el Muelle 1 con 2123 μ S/cm. Referente a los sólidos disueltos la localidad con menor valor obtenido fue el Cenote Cocalitos con 936.5 ppm y el mayor en el Cenote Negro con 1549 ppm. La localidad con menor valor de pH fue el Cenote Negro con 7.31 y el mayor en Cayuco Maya con 8.21 (Cuadro 9 y Figura 14).

Cuadro 7. Riqueza de ciliados en las localidades de estudio por temporada climática.

LOCALIDADES	CM		CDLP		CC		CN		CA		MUELLE 1		MUELLE 2		MUELLE 3	
	LI	Se	LI	Se	LI	Se	LI	Se	LI	Se	LI	Se	LI	Se	LI	Se
TAXONES																
Ciliado I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•
Ciliado II	-	•	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Heterotrichida I	-	-	-	-	-	-	•	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Spirostomidae I	•	-	-	-	-	•	-	-	•	-	-	-	-	-	-	-
<i>Spirostomum</i> sp.	-	-	-	-	-	-	•	-	-	-	-	-	•	-	-	-
<i>Stentor coeruleus</i>	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•	-	-	-	-	-	-
<i>Stentor</i> sp.	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•	-	-	-	•	-	•
Spirotrichea I	-	-	-	•	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Spirotrichea II	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•	-	-	-
Sporadotricha I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•
Sporadotricha II	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•	•	-	•
Sporadotricha III	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•
Sporadotricha IV	-	-	-	•	-	•	-	-	-	-	•	•	-	-	-	-
Sporadotricha V	-	-	-	•	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Sporadotricha VI	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•
Sporadotricha VII	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•	-	-	-	-	•	-
Sporadotricha VIII	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•	-	-
Sporadotricha IX	-	-	-	•	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•	-	-
Sporadotricha X	•	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Euplotidae I	•	•	-	•	-	-	•	-	•	•	•	-	-	•	-	•
<i>Euplotes</i> sp.	•	•	-	-	-	-	•	•	•	•	•	-	-	-	•	-
Litostomatea I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•
Nassulida I	-	-	-	-	-	-	-	-	•	•	-	-	-	-	-	-
Pleurostomatida I	-	-	-	-	-	-	•	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Coleps hirtus</i>	•	•	-	-	-	-	-	•	•	•	•	•	•	•	-	•
Oligohymenophorea I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•	-	-	-
<i>Paramecium multimicronucleatum</i>	-	•	-	•	-	•	•	•	•	•	•	-	-	-	•	•
Pleuronematida I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•	-	-	-	-	-
Vorticellidae I	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•	-	-	-	-	-	-
Vorticellidae II	•	•	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Vorticellidae III	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•
Vorticellidae IV	-	•	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Vorticellidae V	-	-	-	-	-	-	•	-	-	•	-	-	-	-	-	-
Vorticellidae VI	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•	-	-	-	-	-	-
Vorticellidae VII	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	•
Vorticellidae VIII	-	-	-	•	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Vorticellidae IX	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
RIQUEZA DE TAXONES	6	7	0	7	1	2	7	3	4	10	4	3	4	6	3	12
RIQUEZA TOTAL DE TAXONES POR TEMPORADA	Temporada de lluvias: 18										Temporada de secas: 30					
RIQUEZA POR MÉTODO DE RECOLECTA	25										21					

CM= Cayuco Maya, CDLP= Canal de los Piratas, CC= Cenote Cocalitos, CN= Cenote Negro y CA= Cenote Azul, LI: temporada de lluvias y Se: temporada de secas. • presencia de las especies; - ausencia de las especies.

Cuadro 8. Riqueza de ciliados en las localidades de estudio por los métodos de recolecta manual y bloques de esponja de poliuretano y por fecha de recolecta

MÉTODO DE RECOLECTA	MANUAL												ESPONJAS DE POLIURETANO																			
LOCALIDAD	CM				CDLP				CC				CN				CA				M1				M2				M3			
RECOLECTA	Marzo 19	Junio 19	Septiembre 19	Enero 20	Marzo 19	Junio 19	Septiembre 19	Enero 20	Marzo 19	Junio 19	Septiembre 19	Enero 20	Marzo 19	Junio 19	Septiembre 19	Enero 20	Marzo 19	Junio 19	Septiembre 19	Enero 20	Marzo 19	Junio 19	Septiembre 19	Enero 20	Marzo 19	Junio 19	Septiembre 19	Enero 20	Marzo 19	Junio 19	Septiembre 19	Enero 20
Ciliado I		
Ciliado II	.	.	.	●		
Heterotrichida I		
Spirostomidae I	.	●		
Spirostomum sp.		
Stentor coeruleus		
Stentor sp.		
Spirotrichea I	●		
Spirotrichea II		
Sporadotricha I		
Sporadotricha II		
Sporadotricha III		
Sporadotricha IV	●		
Sporadotricha V		
Sporadotricha VI		
Sporadotricha VII		
Sporadotricha VIII		
Sporadotricha IX		
Sporadotricha X	.	●		
Euplotidae I	●	●	.	●		
Euplotes sp.	●	.	●	●		
Litostomatea I		
Nassulida I		
Pleurostomatida I		
Coleps hirtus	.	●	.	●		
Oligohymenophorea I		
P. multimicronucleatum	.	.	.	●		
Pleuronematida I		
Vorticellidae I		
Vorticellidae II	●	●		
Vorticellidae III		
Vorticellidae IV	.	.	.	●		
Vorticellidae V		
Vorticellidae VI		
Vorticellidae VII		
Vorticellidae VIII		
Vorticellidae IX		
TOTAL DE CILIADOS IDENTIFICADOS POR RECOLECTA	3	5	1	5	2	0	0	5	1	0	1	1	2	3	4	3	7	2	2	4	2	4	0	1	5	4	0	2	8	3	0	7
RIQUEZA POR LOCALIDAD	9				7				3				9				12				5				8				13			

La distribución de los ciliados representada a diferente profundidad por: ■ superficie, ■ fondo y ■ superficie y fondo. CM= Cayuco Maya, CDLP= Canal de los Piratas, CC= Cenote Cocalitos, CN= Cenote Negro y CA= Cenote Azul, M1= Muelle 1, M2= Muelle 2 y M3= Muelle 3. Fechas de recolecta: 19= 2019 y 20= 2020.

Cuadro 9. Datos de condiciones ambientales en dos temporadas climáticas en las localidades de estudio.

LOCALIDADES		CAYUCO MAYA		CANAL DE LOS PIRATAS		CENOTE NEGRO		CENOTE COCALITOS		CENOTE AZUL		MUELLE 1				MUELLE 2				MUELLE 3			
PARÁMETROS		LLUVIAS	SECAS	LLUVIAS	SECAS	LLUVIAS	SECAS	LLUVIAS	SECAS	LLUVIAS	SECAS	LLUVIAS		SECAS		LLUVIAS		SECAS		LLUVIAS		SECAS	
													F	S	F	S	F	S	F	S	F	S	F
Temperatura (°C)	Mín	32.5	27.7	32	26.2	30.1	27.4	30.4	26.3	30.6	27.7	29.1	28.6	25.1	25.2	28.8	28.8	25.7	25.6	28.4	29.3	25.1	25.6
	Máx	33.1	27.7	33.4	29.1	30.9	28.2	32.8	27.7	31.2	28.6	29.5	29.6	26.7	26.9	28.8	29.1	27.1	27.1	29.5	30.1	27.4	27.2
	m	32.8	27.7	32.7	27.65	30.5	27.8	31.6	27	30.9	28.15	29.3	29.1	25.9	26.05	28.8	28.95	26.4	26.35	28.95	29.7	26.25	26.4
	D.E.	0.42	0	0.99	2.05	0.57	0.57	1.7	0.99	0.42	0.64	0.28	0.71	1.13	1.2	0	0.21	0.99	1.06	0.78	0.57	1.63	1.13
Oxígeno disuelto (mg/L)	Mín	2.72	4.89	2.15	4.2	3.75	2.3	3.04	3.56	4.8	4.48	2.15	2.88	2.75	2.2	2.66	2.46	2.94	2.97	2.35	1.44	3.68	4.01
	Máx	3.65	5.3	5.21	5.45	4.69	3.06	5.3	3.85	5.16	4.8	2.97	3.5	3.09	3.3	4.13	4.08	3.16	3.83	4.3	3.4	5.55	6.19
	m	3.19	5.1	3.68	4.83	4.22	2.68	4.17	3.71	4.98	4.64	2.56	3.19	2.92	2.75	3.4	3.27	3.05	3.4	3.33	2.42	4.62	5.1
	D.E.	0.66	0.29	2.16	0.88	0.66	0.54	1.6	0.21	0.25	0.23	0.58	0.44	0.24	0.78	1.04	1.15	0.16	0.61	1.38	1.39	1.32	1.54
Conductividad (µS/cm)	Mín	2033	2013	1918	1927	2001	1022	1817	1862	1857	1920	1958	1916	1989	2045	1870	1889	1943	1888	1921	1925	1967	1970
	Máx	2147	2076	2017	1991	2039	2117	1930	1925	1891	1950	2030	2064	2257	2174	2034	1988	2068	2027	2108	2015	2076	1986
	m	2090	2044.5	1967.5	1959	2020	1569.5	1873.5	1893.5	1874	1935	1994	1990	2123	2109.5	1952	1938.5	2005.5	1957.5	2014.5	1970	2021.5	1978
	D.E.	80.61	44.5	70	45.25	26.87	774.28	79.9	44.55	24.04	21.21	50.91	104.65	189.5	91.22	115.97	70	88.39	98.29	132.23	63.64	77.07	11.31
Sólidos disueltos (ppm)	Mín	1016	1008	965	963	1001	1058	909	913	929	960	979	982	995	1025	938	889	970	936	961	963	983	985
	Máx	1070	1019	1010	993	1019	2040	963	960	946	972	1014	1033	1127	1087	1017	992	1042	1012	1051	1008	1040	993
	m	1043	1013.5	987.5	978	1010	1549	936	936.5	937.5	966	996.5	1007.5	1061	1056	977.5	940.5	1006	974	1006	985.5	1011.5	989
	D.E.	38.18	7.78	31.82	21.21	12.73	694.38	38.18	12.02	12.02	8.49	24.75	36.06	93.34	43.84	55.86	72.83	50.91	53.74	63.64	31.82	40.31	5.66
pH	Mín	7.05	7.89	7.2	7.81	7.1	7.16	7.3	7.47	7.4	7.36	7.44	7.31	7.09	7.08	7.2	7.44	7.26	7.32	7.37	7.5	7.25	7.57
	Máx	8.35	8.52	8.33	8.33	7.48	7.46	8.24	8.35	8.26	8.12	7.82	8.18	8.01	8.01	8.18	8.25	8.31	8.32	8.17	8.17	8.29	8.32
	m	7.7	8.21	7.77	8.07	7.29	7.31	7.77	7.91	7.83	7.74	7.63	7.75	7.55	7.55	7.69	7.85	7.79	7.82	7.77	7.84	7.77	7.95
	D.E.	0.92	0.45	0.8	0.37	0.27	0.21	0.66	0.62	0.61	0.54	0.27	0.62	0.65	0.66	0.69	0.57	0.74	0.71	0.57	0.47	0.74	0.53

Mín= valor mínimo, Máx= valor máximo, m= Promedio, D.E.= Desviación estándar, F= Fondo y S= Superficie.

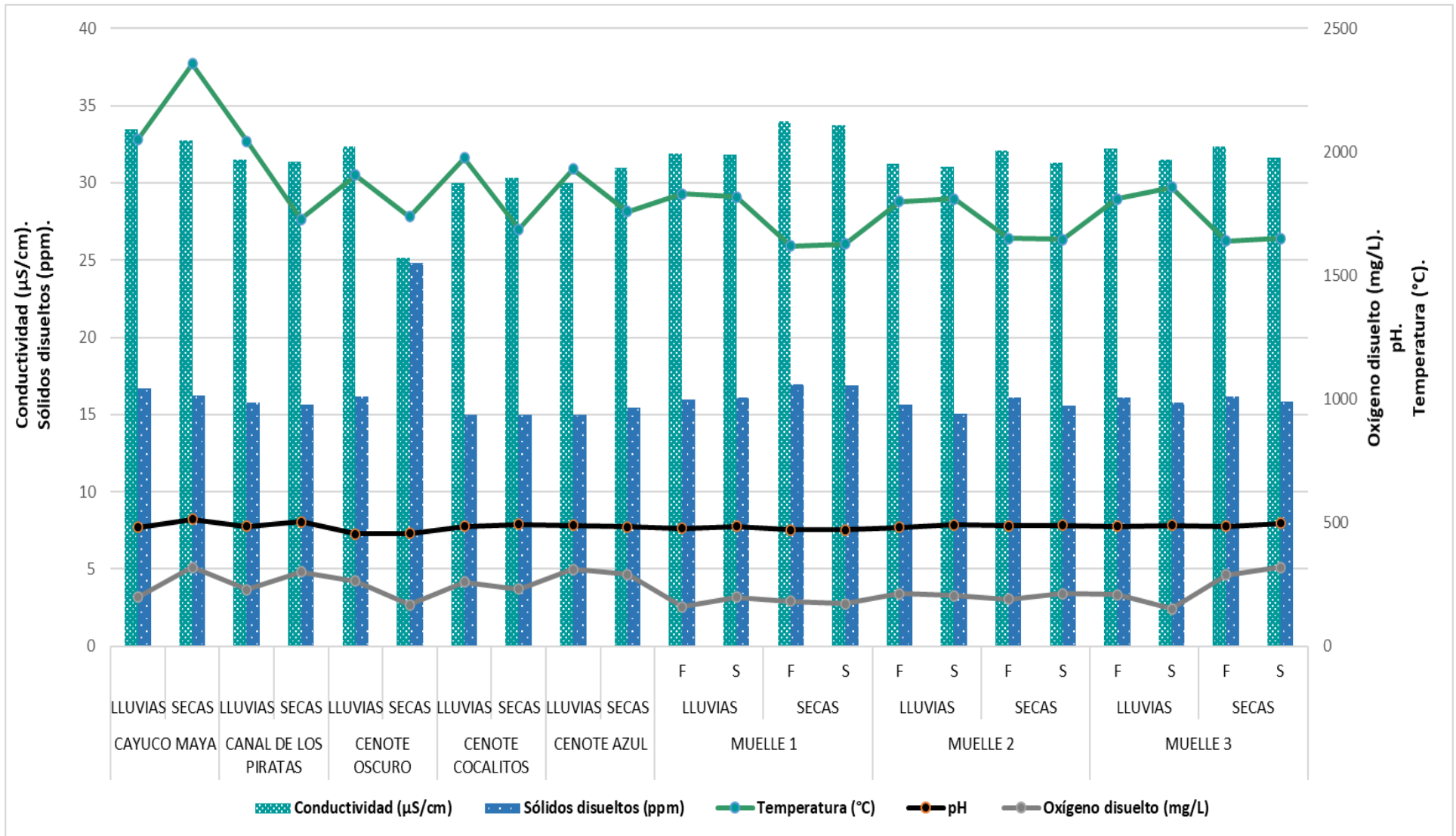


Figura 14. Condiciones ambientales en dos temporadas climáticas por localidades de estudio. F= Fondo y S= Superficie.

SIMILITUD DE LA RIQUEZA ENTRE LAS LOCALIDADES DEL COMPLEJO LAGUNAR BACALAR

Los valores obtenidos con el coeficiente de similitud de Jaccard para las ocho localidades estudiadas, mostraron las siguientes agrupaciones: se formó una agrupación entre el Cenote Azul, Muelle 3, Cayuco Maya y Cenote Negro (compartiendo cuatro taxones). El Cenote Azul y el Muelle 3 formando un grupo con una similitud de 0.316, compartiendo a *C. hirtus*, Euplotidae I, *Euplotes* sp., *P. multimicronucleatum*, Sporadotricha VII y *Stentor* sp. El Cenote Azul formó un grupo con 0.313 de similitud con el Cenote Negro, compartiendo los siguientes taxones: *C. hirtus*, Euplotidae I, *Euplotes* sp., *P. multimicronucleatum* y Vorticellidae V. Igualmente, el Cenote Azul también formó un grupo con 0.313 de similitud con Cayuco Maya, compartiendo a *C. hirtus*, Euplotidae I, *Euplotes* sp., *P. multimicronucleatum* y Spirostomidae I. Tanto Cayuco Maya como el Cenote Negro se agruparon compartiendo cuatro taxones. La similitud entre todas las localidades fue inferior a 0.31, la localidad con menor número de taxones compartidos respecto al resto de las localidades fue el Cenote Cocalitos, las localidades con las que no presentó similitud fueron el Muelle 1 y Muelle 2 al no compartir ningún taxón (Cuadro 10 y Figura 15).

Cuadro 10. Matriz de similitud a partir del coeficiente Jaccard

	CM	CDLP	CC	CN	CA	MUELLE 1	MUELLE 2	MUELLE 3
CM	1	0.143	0.2	0.286	0.313	0.167	0.133	0.222
CDLP	0.143	1	0.111	0.231	0.118	0.2	0.154	0.111
CC	0.2	0.111	1	0.091	0.154	0	0	0.067
CN	0.286	0.231	0.091	1	0.313	0.273	0.214	0.222
CA	0.313	0.118	0.154	0.313	1	0.133	0.176	0.316
MUELLE 1	0.167	0.2	0	0.273	0.133	1	0.182	0.125
MUELLE 2	0.133	0.154	0	0.214	0.176	0.182	1	0.167
MUELLE 3	0.222	0.111	0.067	0.222	0.316	0.125	0.167	1

Localidades de recolecta. CM= Cayuco Maya, CDLP= Canal de los Piratas, CC= Cenote Cocalitos, CN= Cenote Negro, CA= Cenote Azul, Muelle 1, Muelle 2 y Muelle 3. Se muestran sombreados los valores más altos de similitud.

Similitud de acuerdo al método de recolecta

Comparando la similitud entre localidades donde se empleó el método de recolecta manual fue mayor entre el Cenote Azul y el Cenote Negro con 0.313 de similitud al compartir a *C. hirtus*, Euplotidae I, *Euplotes* sp., *P. multimicronucleatum* y Vorticellidae V; la localidad con menor similitud respecto a las otras localidades fue el Cenote Cocalitos, obteniendo valores de similitud de 0.091 a 0.2 (Cuadro 7, 10 y Figura 16).

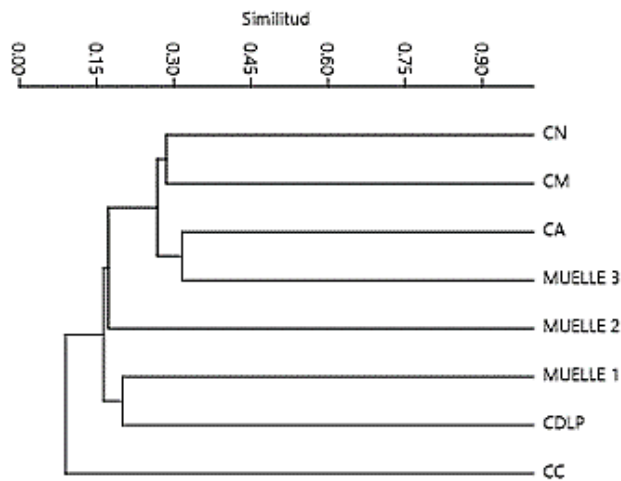


Figura 15. Dendrograma de similitud del coeficiente Jaccard. Localidades de recolección. Abreviaturas: CM= Cayuco Maya, CDLP= Canal de los Piratas, CC= Cenote Cocalitos, CN= Cenote Negro, CA= Cenote Azul, Muelle 1, Muelle 2 y Muelle 3.

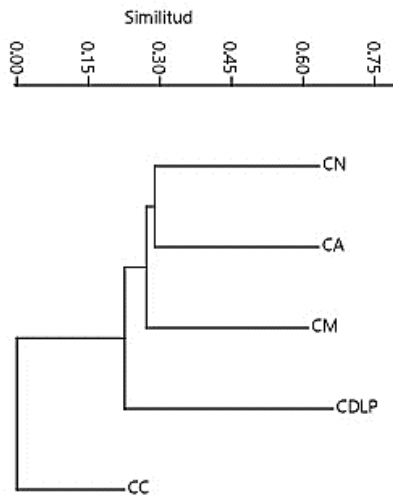


Figura 16. Dendrograma de similitud del coeficiente Jaccard. Localidades de recolección por método manual. Abreviaturas: CM= Cayuco Maya, CDLP= Canal de los Piratas, CC= Cenote Cocalitos, CN= Cenote Negro y CA= Cenote Azul.

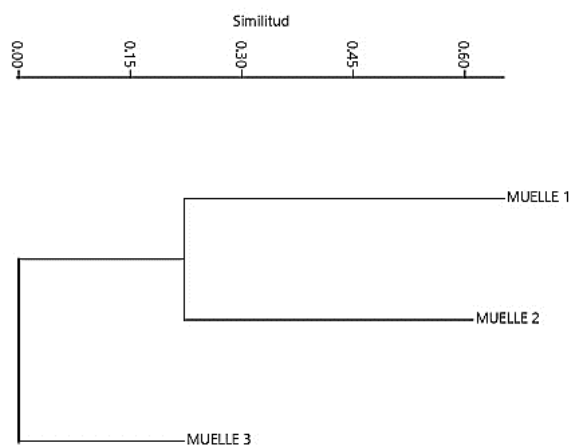


Figura 17. Dendrograma de similitud del coeficiente Jaccard. Localidades de recolección por método bloques de esponja de poliuretano. Muelle 1, Muelle 2 y Muelle 3.

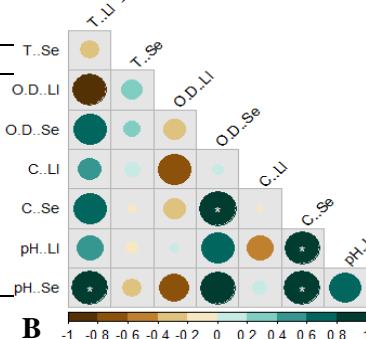
Respecto al método de recolección por bloques de esponja de poliuretano (Muelle 1-3), se observó baja similitud entre los tres muelles (0.12-0.18), compartiendo a *Coleps hirtus* y Euplotidae I en las tres localidades. En las localidades Muelle 1 y Muelle 2 se observó una mayor similitud de 0.18 debido a que ambas localidades presentaron una baja riqueza, cinco en el Muelle 1 y ocho en el Muelle 2, contrastando con los 13 taxones identificados en el Muelle 3. El Muelle 2 y el Muelle 3 obtuvieron una similitud de 0.16 al compartir a *C. hirtus*, Euplotidae I y *Stentor* sp. (Cuadro 7, 10 y Figura 17).

CORRELACIONES DE PEARSON

RELACIÓN ENTRE LAS LOCALIDADES DE RECOLECTA Y LAS CONDICIONES AMBIENTALES

Considerando las localidades de recolecta por el método manual se obtuvieron correlaciones entre la conductividad y el oxígeno disuelto en temporada de secas (0.95) y entre la conductividad y el pH en temporada de secas (0.94) (Cuadro 11).

	T. Ll	T. Se	O.D. Ll	O.D. Se	C. Ll	C. Se	pH. Ll	pH. Se
T. Ll								
T. Se	-0.27							
O.D. Ll	-0.82	0.33						
O.D. Se	0.76	0.21	-0.34					
C. Ll	0.40	0.18	-0.78	0.09				
C. Se	0.78	-0.06	-0.35	0.95	-0.04			
pH. Ll	0.50	-0.11	0.06	0.79	-0.49	0.89		
pH. Se	0.93	-0.27	-0.62	0.87	0.16	0.94	0.74	



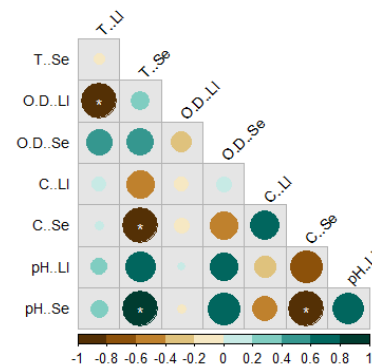
A

B

Cuadro 11. A. Matriz de correlación de Pearson de condiciones ambientales considerando las localidades por método de recolecta manual en las dos temporadas de recolecta, lluvias y secas. **B.** Representación gráfica de correlaciones. El * indica los valores significativos, el diámetro de los círculos indica el valor de significancia, a menor diámetro menor significancia. Abreviaturas: C= Conductividad, Ll= Lluvias, O.D.= Oxígeno disuelto, Se= Secas, T= Temperatura y ≠= Valor invalido. Se muestran sombreados los valores más altos de similitud.

Respecto a las localidades por método de recolecta bloques de esponja de poliuretano, se obtuvo una correlación de 0.92 entre el pH y la temperatura en temporada de secas (Cuadro 12).

	T. Ll	T. Se	O.D. Ll	O.D. Se	C. Ll	C. Se	pH. Ll	pH. Se
T. Ll								
T. Se	-0.1							
O.D. Ll	-0.94	0.27						
O.D. Se	0.50	0.53	-0.32					
C. Ll	0.15	-0.59	-0.15	0.19				
C. Se	0.06	-0.94	-0.19	-0.56	0.62			
pH. Ll	0.21	0.65	0.05	0.60	-0.35	-0.75		
pH. Se	0.22	0.92	-0.07	0.76	-0.46	-0.93	0.70	

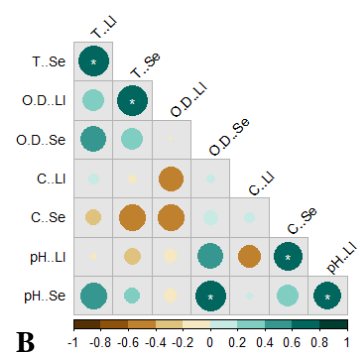


A

Cuadro 12. A. Matriz de correlación de Pearson de condiciones ambientales considerando las localidades por método de recolecta bloque de esponja de poliuretano en las dos temporadas de recolecta, lluvias y secas. **B.** Representación gráfica de correlaciones. El * indica los valores significativos, el diámetro de los círculos indica el valor de significancia, a menor diámetro menor significancia. Abreviaturas: C= Conductividad, Ll= Lluvias, O.D.= Oxígeno disuelto, Se= Secas, T= Temperatura y ≠= Valor invalido. Se muestran sombreados los valores más altos de similitud.

Para las condiciones ambientales en todas las localidades de estudio, considerando ambos métodos de recolecta, se obtuvo una correlación de 0.79 entre el oxígeno disuelto y el pH en temporada de secas (Cuadro 13).

	T. Ll	T. Se	O.D. Ll	O.D. Se	C. Ll	C. Se	pH. Ll	pH. Se
T. Ll								
T. Se	0.78							
O.D. Ll	0.38	0.75						
O.D. Se	0.53	0.39	-0.01					
C. Ll	0.09	-0.07	-0.50	0.07				
C. Se	-0.21	-0.57	-0.56	0.18	0.09			
pH. Ll	-0.04	-0.24	-0.16	0.53	-0.43	0.66		
pH. Se	0.57	0.21	-0.16	0.79	0.04	0.38	0.63	



A Cuadro 13. **A.** Matriz de correlación de Pearson de condiciones ambientales considerando las localidades de estudio en las dos temporadas de recolecta, lluvias y secas. **B.** Representación gráfica de correlaciones. El * indica los valores significativos, el diámetro de los círculos indica el valor de significancia, a menor diámetro menor significancia. Abreviaturas: C= Conductividad, Ll= Lluvias, O.D.= Oxígeno disuelto, Se= Secas, T= Temperatura y ≠= Valor invalido. Se muestran sombreados los valores más altos de similitud.

ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES DE LA TEMPORADA DE LLUVIAS

El análisis de componentes principales para la temporada de lluvias explicó el 74.6 % de la varianza en los dos componentes. El primer componente explicó el 40.5 % de la varianza donde las contribuciones de cada variable fueron las siguientes, conductividad (0.67), oxígeno disuelto (-0.63), pH (-0.28) y temperatura (-0.27) (Figura 18).

El segundo componente explicó el 34.1 % de la varianza, la contribución de cada variable fue la siguiente, conductividad (-0.34), oxígeno disuelto (-0.40), pH (0.64) y temperatura (-0.56) (Figura 18).

El valor de correlación positiva más alto se obtuvo entre el oxígeno disuelto y la temperatura (0.38) (Cuadro 13 y Figura 18).

Se obtuvieron correlaciones negativas entre la conductividad y pH (-0.43), oxígeno disuelto y conductividad (-0.50) (Cuadro 13 y Figura 18).

Respecto al oxígeno disuelto y la conductividad, algunas localidades presentaron un valor alto de conductividad como Cayuco Maya (2090 µS/cm), Muelle 1 Fondo (1994 µS/cm) y Superficie (1990 µS/cm) y un valor bajo de oxígeno disuelto. Por el contrario, localidades con valores altos de oxígeno disuelto presentaron valores bajos de conductividad, como el Cenote Azul con 4.98 mg/l de oxígeno disuelto y 1874 µS/cm de conductividad.

Respecto a la conductividad y el pH, algunas localidades con valores altos de conductividad presentan bajos valores de pH y viceversa. En el Cenote Negro hubo una conductividad de 2020 $\mu\text{S}/\text{cm}$ y un valor bajo de pH (7.29) (Cuadro 9 y Figura 18).

ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES DE LA TEMPORADA DE SECAS

El análisis de componentes principales para la temporada de secas explicó el 90 % de la varianza en los dos componentes. El primer componente explicó el 50.1 % de la varianza donde las contribuciones de cada variable fueron las siguientes, conductividad (0.22), oxígeno disuelto (0.66), pH (0.66) y temperatura (0.27) (Figura 19).

El segundo componente explicó el 39.9 % de la varianza, las contribuciones de cada variable fueron las siguientes, conductividad (0.71), oxígeno disuelto (-0.07), pH (0.11) y temperatura (-0.69) (Figura 19).

Se obtuvo una correlación positiva entre el pH y el oxígeno disuelto (0.79), las localidades con un pH inferior a 7.55 presentaron las concentraciones de oxígeno disuelto más bajas, inferiores a 2.92 mg/l. Se obtuvo correlación negativa entre la temperatura y conductividad (-0.57) (Cuadro 13 y Figura 19); la localidad con menor temperatura registrada fue el Muelle 1 Fondo con 25.9 °C y el valor más alto de conductividad con 2123 $\mu\text{S}/\text{cm}$, sin embargo, se observa una excepción ya que el Cenote Azul, la localidad con el valor de temperatura más alto con 28.15 °C no presentó el valor más bajo de conductividad (Cuadro 9 y Figura 19).

ANÁLISIS DE COMPONENTES PRINCIPALES; RELACIÓN ENTRE LA RIQUEZA Y LAS CONDICIONES AMBIENTALES

Considerando la temporada de lluvias las localidades con mayor riqueza durante esta temporada fueron el Cenote Negro (7) y Cayuco Maya (6), estas localidades se encuentran cercanas una de la otra, estando ubicadas en el mismo cuadrante, el cual está relacionado positivamente en el primer componente con la conductividad. Es posible observar que a mayor valor de conductividad se presentó mayor riqueza como en el caso de Cenote Negro: 2020 $\mu\text{S}/\text{cm}$ /siete taxones y Cayuco Maya: 2090 $\mu\text{S}/\text{cm}$ /seis taxones. Las localidades con menor número de taxones durante esta temporada presentaron valores menores a 2000 $\mu\text{S}/\text{cm}$ (Cuadros 8 y Figura 18).

Las localidades con menor riqueza, como el Cenote Cocalitos (1), Canal de los Piratas (0) y el Muelle 2 Fondo y Superficie (2) mostraron un valor de pH mayor a 7.70. Por otro lado, las localidades con mayor riqueza el Cenote Negro con siete taxones y Cayuco Maya con seis taxones presentaron un pH de 7.26 y 7.70 respectivamente (Cuadros 8 y Figura 18).

Respecto a la temporada de secas para las localidades con mayor riqueza Muelle 3 (12), Cenote Azul (10), Cayuco Maya (7) y Canal de los Piratas (7), la concentración de oxígeno disuelto fue superior a 4.62 mg/l en las localidades con riqueza mayor a cinco taxones mientras que en las localidades con riqueza menor a cuatro taxones la concentración de oxígeno disuelto fue inferior a 3.71 mg/l (Figura 19).

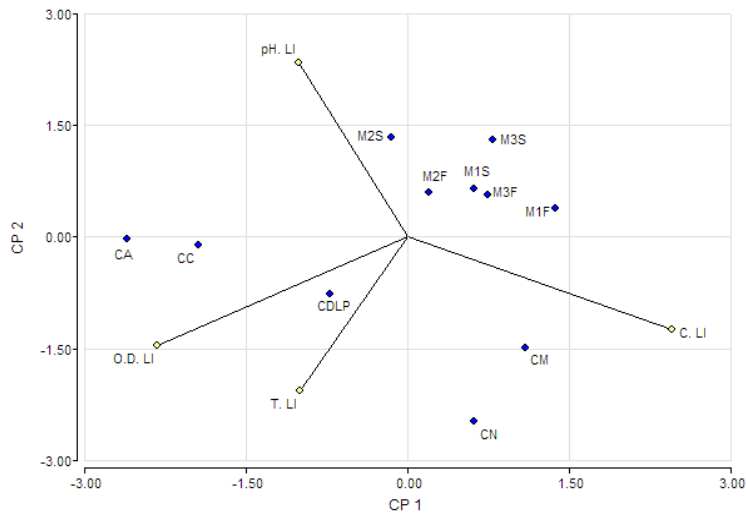


Figura 18. Análisis de componentes principales de condiciones ambientales considerando las localidades de estudio en la temporada de lluvias. Localidades de estudio: CA= Cenote Azul, CC= Cenote Cocalitos, CDLP= Canal de los Piratas, CM= Cayuco Maya, CN= Cenote Negro, M1F= Muelle 1 Fondo, M1S= Muelle 1 Superficie, M2F= Muelle 2 Fondo, M2S= Muelle 2 Superficie, M3F= Muelle 3 Fondo y M3S= Muelle 3 Superficie. Abreviaturas: C= Conductividad, O.D=Oxígeno disuelto, T=Temperatura, Ll= Temporada de lluvias, CP1= Primer componente y CP2= segundo componente.

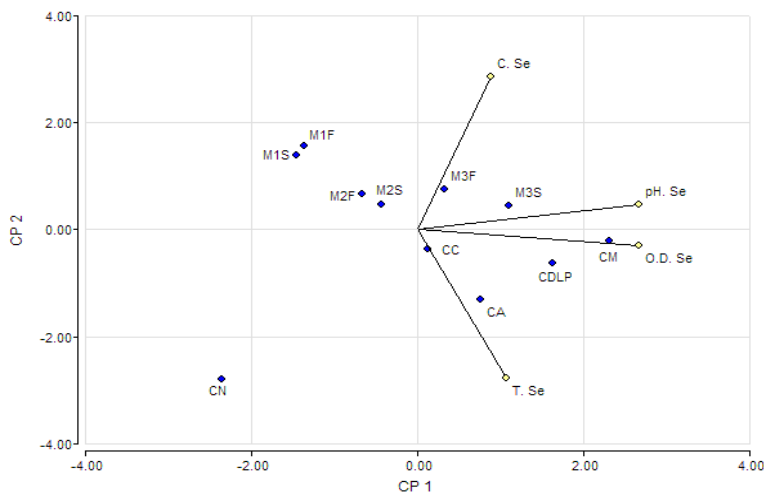


Figura 19. Análisis de componentes principales de condiciones ambientales considerando las localidades de estudio en la temporada de secas. Localidades de estudio: CA= Cenote Azul, CC= Cenote Cocalitos, CDLP= Canal de los Piratas, CM= Cayuco Maya, CN= Cenote Negro, M1F= Muelle 1 Fondo, M1S= Muelle 1 Superficie, M2F= Muelle 2 Fondo, M2S= Muelle 2 Superficie, M3F= Muelle 3 Fondo y M3S= Muelle 3 Superficie. Abreviaturas: C= Conductividad, O.D=Oxígeno disuelto, T=Temperatura, Se= Temporada de secas, CP1= Primer componente y CP2= segundo componente.

DATOS MORFOLÓGICOS DE *Stentor coeruleus*, *Coleps hirtus* y *Paramecium multimicronucleatum* OBSERVADOS EN EL COMPLEJO LAGUNAR BACALAR, QUINTANA ROO.

Stentor coeruleus (Pallas, 1766) Ehrenberg, 1830.

Morfología: posee una longitud de 321.2-511.0 μm (promedio 397.12 μm), ancho de 146-175 μm (promedio 157.6 μm), con un número de cinetias somáticas de 44-59 (promedio 51.5) y un macronúcleo moniliforme con 10-12 nódulos macronucleares. Además, presenta una coloración azul (Figura 20). En el Cuadro 14 se señalan algunos atributos de los individuos de *S. coeruleus* de México.

Localidad: Cenote Azul.

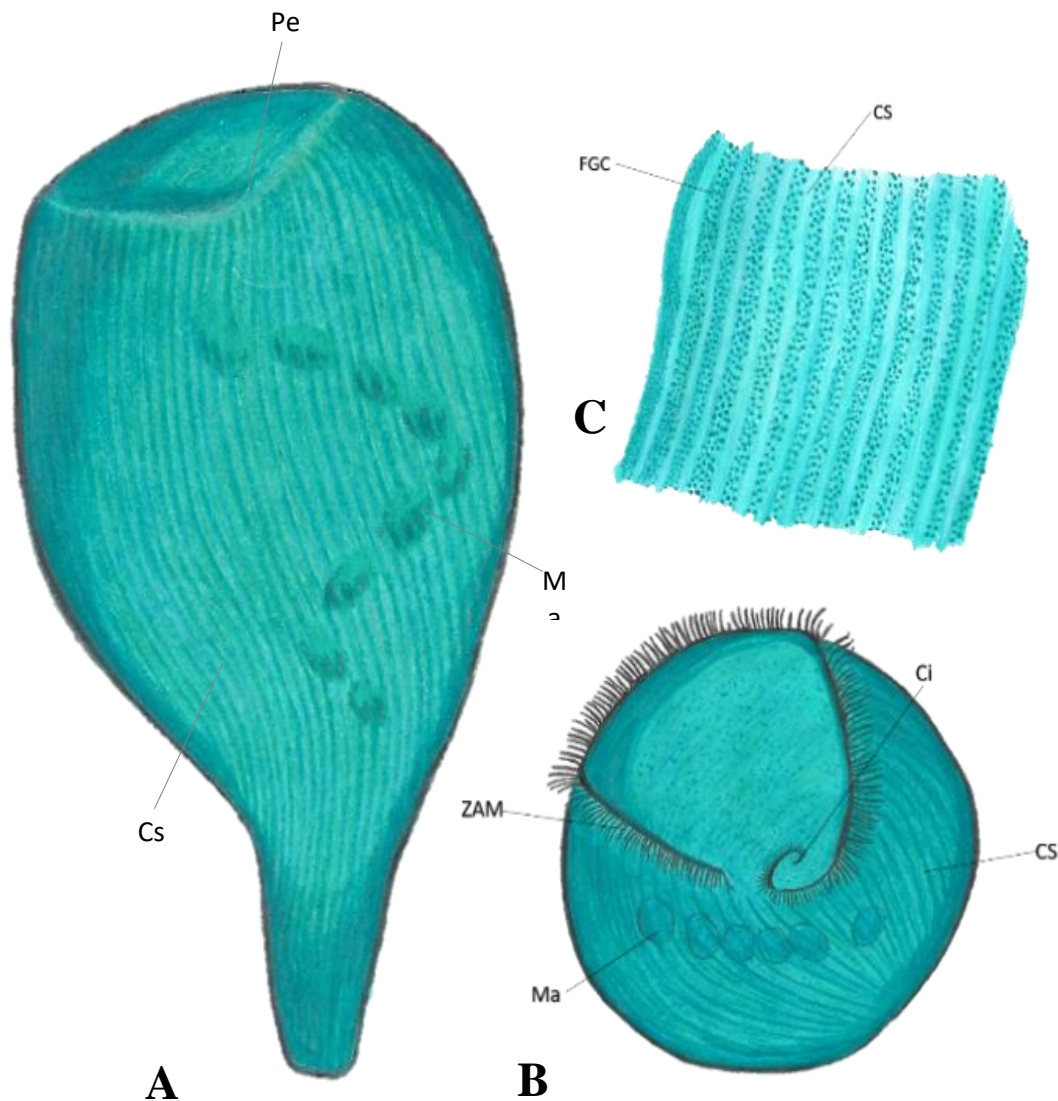


Figura 20. Morfología de *Stentor coeruleus* A-C. A. Célula extendida, B. Célula contraída, C. Disposición de gránulos corticales en la célula. Abreviaturas: Citostoma (Ci), Cinetias somáticas (CS), Filas de gránulos corticales (FGC), Macronúcleo (Ma), Peristoma (Pe) y Zona adoral de membranelas (ZAM).

Cuadro 14. Atributos de los individuos de *Stentor coeruleus* en México.

Fuente	Sámamo & Sokoloff (1931)	López-Ochoterena (1965)	Méndez-Sánchez (2014)	Méndez-Sánchez (2017)	González-Palma (2016)	Estudio presente.
Color	Azul	Azul	Azul turquesa o verde azulado	Verde-azul	Azul turquesa	Azul
Forma	Trompo	Trompeta	Trompeta/embudo	--	Trompeta/embudo, globular cuando está contraído	Embudo a globular cuando está contraído
Longitud CCC	1,500	1,200-1,650	1,122.6-2,380.4	1,001-1,482 (X= 1,218.8)	483-2,974.1 (X= 921.5)	321.2-511.0 (X= 397.12)
Ancho	--	--	--	--	--	146-175 (X= 157.6)
# de cinetias somáticas	--	--	55-100	48-84 (X= 61.1)	55-100	44-59 (X= 51.5)
# de cinetias orales	--	--	20-30	22-24 (X= 22.8)	20-30	--
# de membranelas adorales	--	--	--	153-167 (X= 160)	--	--
# de micronúcleos	--	9-13	--	--	--	--
Longitud micronucleos	--	2-4	--	--	--	--
# de nódulos macronucleares	10-18	12-16	6-20	15-20 (X= 17.8)	6-20	10-12
Longitud macronúcleo	--	36 x 20	--	--	--	--
Diámetro vacuolas digestivas	--	15-20	--	--	--	--
Longitud vacuola contráctil	--	30	--	--	--	--
Localidad	Lago Xochimilco, Ciudad de México.	Lago Chapultepec, Ciudad de México.	Humedal Atarasquillo, municipio Lerma, Estado de México.	Lago Ocotol, municipio Timilpan; manantial Tiacaque, municipio Jocotitlán Lago Analco, municipio San Juan Evangelista Analco y Presa la Azucena, municipio Tlalixtac de Cabrera, Oaxaca.	Río del parque estatal Sierra de Tepetzotlán, Tepetzotlán, Estado de México	Cenote Azul, complejo lagunar Bacalar, Quintana Roo

Todas las medidas se encuentran en μm , CCC= considera células contraídas X= Promedio, --= No disponible.

Coleps hirtus (Mueller, 1786) Nitzsch, 1827.

Morfología: Célula con forma de barril, en ocasiones elongada, los células cambian de forma al mantenerse en cultivo. Longitud de 42.0-48.0 μm (promedio 45.80 μm), ancho 12.0-28.5 μm (20.78 μm). Ciliatura oral inconspicua en vivo, macronúcleo ubicado al centro de la célula con abundantes vacuolas digestivas, posee de dos a tres espinas posteriores conspicuas; se observaron algunas células con algas endosimbiontes (Figura 21). En el Cuadro 15 se señalan algunos atributos de los individuos de *C. hirtus* registradas previamente en México y en este estudio.

Localidad: Cenote Azul.

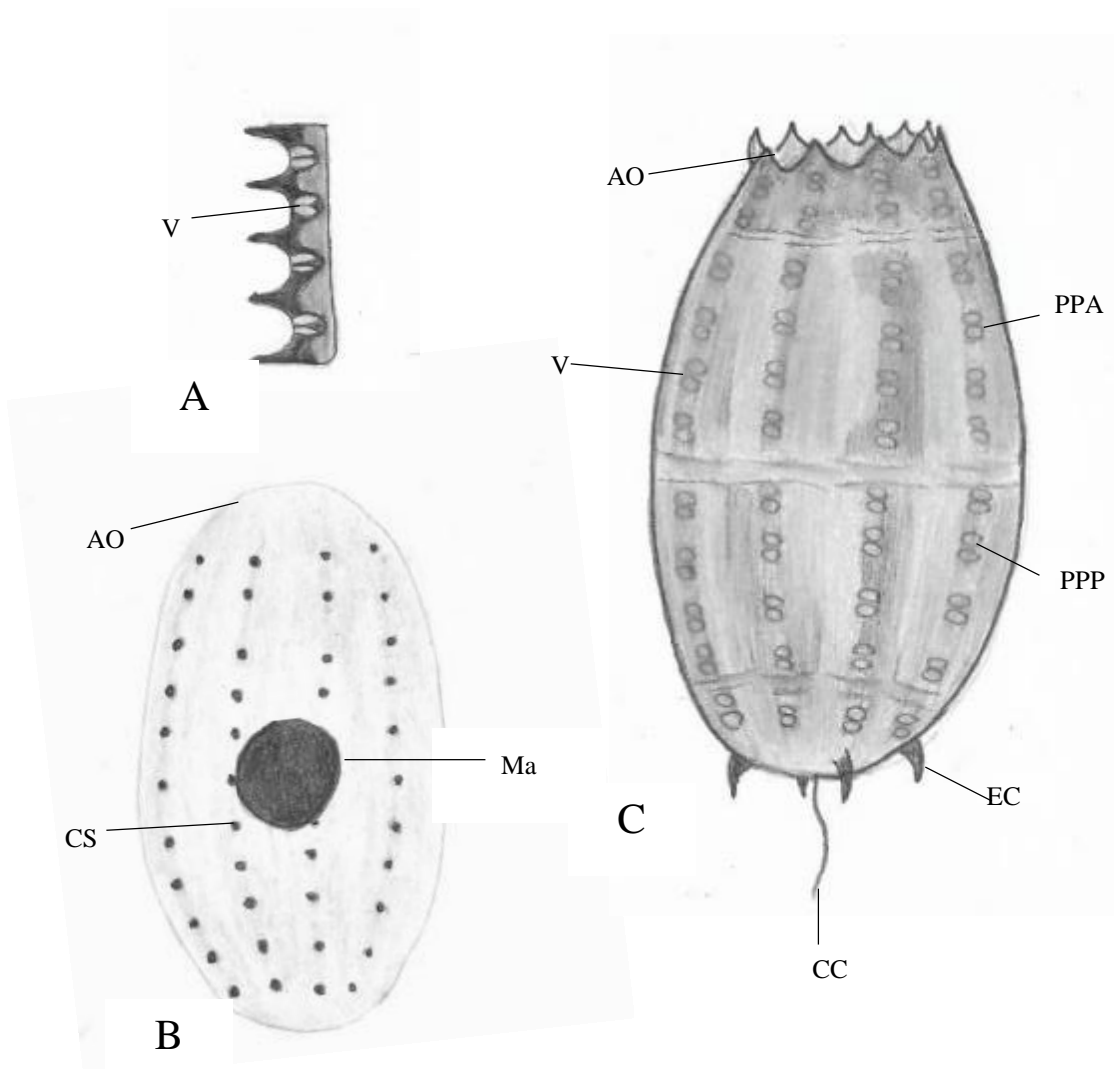


Figura 21. Morfología de *Coleps hirtus* A-C. A. tipo de ventanas, B-C. Célula. Abreviaturas: abertura oral (AO), cilio caudal (CC), cinetia somática (CS), espina caudal (EC), macronúcleo (Ma) placa principal anterior (PPA), placa principal posterior (PPP), y ventanas (V).

Cuadro 15. Atributos de los individuos de *Coleps hirtus* en México.

Fuente	Ramírez de Guerrero (1970)	Hernández-Anaya, (1981)	Aladro-Lubel et al. (1990)	López-Ochotena (1965)	Cabral-Dorado (2006)	Sigala-Regalado (2008)	Sigala-Regalado (2011)	Flores-Flores (2012)	González-Palma (2016)	Méndez-Sánchez (2014)	Méndez-Sánchez (2017)	Estudio presente
Longitud	40	38.5	36.8-54	40-54	44-54	39-40	36.4	43.2-54 (X=48.4)	35-42.3 (X=42.3)	39.9-63.1 (X=49.6)	36.0-54.8 (X=46.0)	42-48 (X=45.89)
Ancho	30	26	22-36	30-36	27-30	28-30	19.6	21.6-32.4 (X=28.3)	11-24 (X=17.7)	18.7-38.6 (X=26.7)	21.6-36.0 (X=32.0)	12-28.5 (X=20.78)
# de segmentos	--	--	--	4	--	--	--	6	--	4	4	--
# de espinas posteriores	4	4	4	4	3	4	4	3-4	3	3-4	3-4	3
Longitud Macronúcleo	14	8	13	15	--	--	--	--	--	--	--	--
Longitud micronúcleo	2	2	1.8	2	--	--	--	--	--	--	--	--
Longitud Vacuola contráctil	8	5	1.8	15	--	--	--	--	--	--	--	--
Cilio caudal	--	1	--	1	1 o más	1	--	1	1	1	--	1
Localidad	Estanques, Puebla.	Laguneta de los médanos, Veracruz.	—	Lago Chapultepec, Miguel Hidalgo, Ciudad de México.	Lago Tezozómoc, Azcapotzalco, Ciudad de México.	Musgo, cueva de los Riscos, Jalpan de Serra, Querétaro.	Estanque, cueva la Joya, municipio Taxco de Alarcón, Guerrero.	Cascada Velo de la novia, y manantial La Concepción-San Pedro, municipio Almoloya de Juárez, Estado de México.	Río del parque estatal Sierra de Tepotzotlán, Tepotzotlán, Estado de México.	Humedal Atarasquillo, Municipio de Lerma, Estado de México.	Lago Tziscaco y Montebello, Chiapas; Lago Ocotil y manantial Tiacaque, Estado de México; Lago Analco, y Presa la Azucena, Oaxaca.	Cenote Azul, complejo lagunar Bacalar, Quintana Roo.

Todas las medidas se encuentran en μm , X= Promedio, --= No disponible.

Paramecium multimicronucleatum Powers & Mitchell, 1910.

Morfología: Con extremo anterior en punta y posterior redondeado; con una longitud de 108.0-189.8 μm , ancho de 29.2-56.4 μm , con 86-108 cinetias somáticas, macronúcleo elipsoidal ubicado al centro de la célula y con 2-3 micronúcleos de tipo vesicular de 1.5 μm cercanos al macronúcleo (Figura 22). En el Cuadro 16 se señalan algunos atributos de los individuos de *P. multimicronucleatum* de México.

Localidad: Cenote Azul.

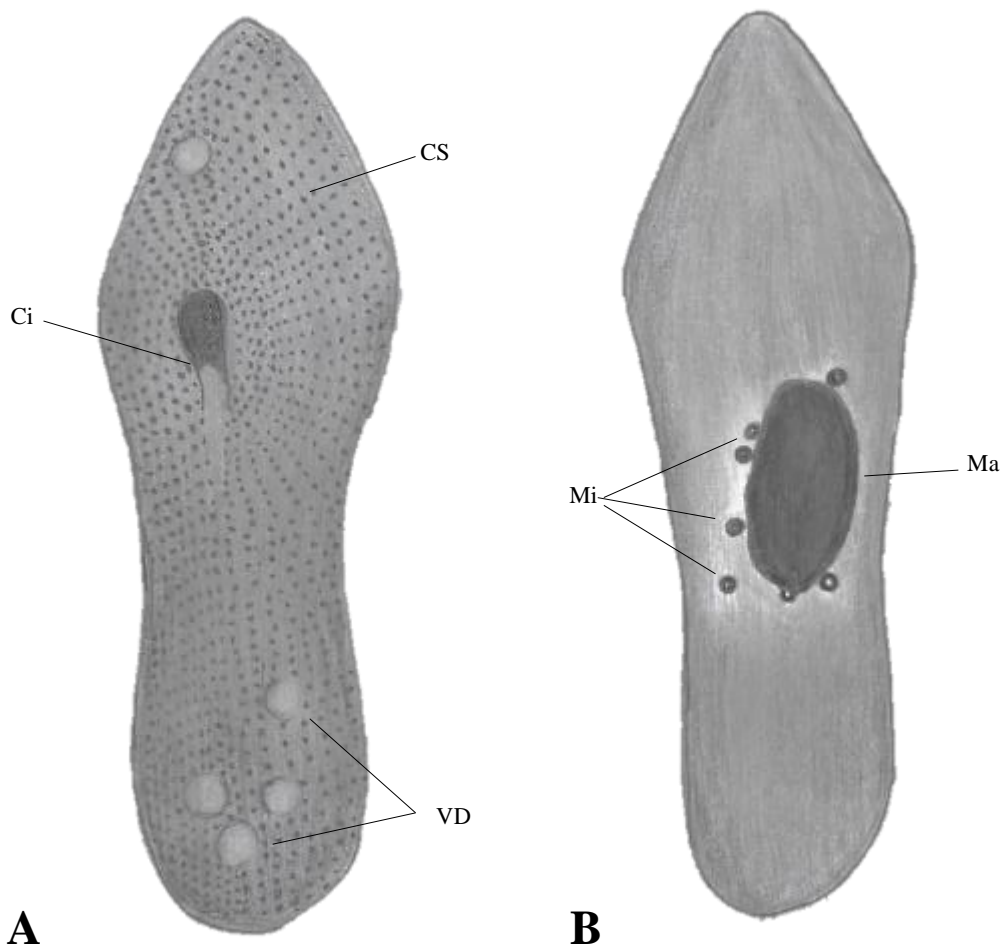


Figura 22. Morfología de *Paramecium multimicronucleatum*. A-B. A. Célula vista ventral, B. Célula vista dorsal. Abreviaturas: Citostoma (Ci), Cinetias somáticas (CS), Macronúcleo (Ma), Micronúcleos (Mi), Peristoma (Pe) y Vacuolas digestivas (VD).

Cuadro 16. Atributos de los individuos de *Paramecium multimicronucleatum* en México.

Fuente	López-Ochoterena, 1965	Ramírez de Guerrero, 1970	Hernández-Anaya, 1981	Silva-Reyes, 2008	Méndez-Sánchez, 2017	Estudio presente
Forma	Alargado con extremos ligeramente agudos	Ovoide alargada, poco adelgazada en los polos.	Forma de huso	Forma de suela de zapato o puro	--	Extremo anterior en punta y posterior redondeado
Longitud	240-270	225	250	250-256	143.3-228.2	108.0-189.8
Ancho	60-75	70	63	--	46.8-78	29.2-56.4
Forma macronúcleo	Ovoide	Ovoide	Ovoide	Oval, en forma de habichuela	--	Elipsoidal
Longitud macronúcleo	50x20	60x25	45x21	--	--	--
# de Micronúcleos	3-5 esféricos	4 esféricos	5 esféricos	3-12 x=4 esféricos	4	2-3 tipo vesicular
Longitud micronúcleo	1.5-3	1.5-2	1.5	--	--	1.5
Ciliatura somática	Uniforme	--	Uniforme	117-122	64-108	86-108
Vacuolas contráctiles	2-3.	--	2	2	2-3	--
Localidad	Lago Chapultepec, Miguel Hidalgo, Ciudad de México.	Estanques, Puebla.	Laguneta de los Médanos, Veracruz.	sistema de aguas residuales, Ciudad Universitaria, Coyoacán, Ciudad de México.	Tiacaque, municipio Jocotitlán, Estado de México.	Cenote Azul, complejo lagunar Bacalar, Quintana Roo

Todas las medidas se encuentran en µm, --= Dato no disponible.

DISCUSIÓN

DIVERSIDAD TAXONÓMICA EN LAS LOCALIDADES DE RECOLECTA

La identificación de 37 taxones en el presente trabajo, con excepción de *P. multimicronucleatum* corresponden al primer estudio de ciliados para el complejo lagunar Bacalar, y representa una contribución con el primer registro de *Coleps hirtus* y *Stentor coeruleus* para el estado. Se identificaron 18 taxones en la temporada de lluvias y 30 en la temporada de secas. Estos resultados coinciden con lo documentado en otros cuerpos de diferentes estados tróficos (Bark, 1985; Madoni, 1991; Bulit & Diaz-Ávalos, 2009; Velho *et al.*, 2013), atribuidos a las condiciones estacionales y repercutiendo en la diversidad y patrones espaciales de las especies.

Se ha señalado que existe cambio en las comunidades de ciliados de tamaño grande a pequeños con el cambio del estado trófico, de oligotrófico a eutrófico (Beaver *et al.*, 1988; Beaver & Crisman, 1989b; Velho *et al.*, 2005). En la laguna Bacalar se identificaron ciliados de 100 µm de longitud (por ejemplo de la clase Heterotrichea), y de una longitud menor a 50 µm a pesar de ser considerado un lago oligotrófico. Sin embargo también ha sido descrito como oligomesotrófico (Diaz, 2005).

En la laguna Bacalar la mayor riqueza de especies (clase Spirotrichea) estuvo representada por especies de las subclases Hypotrichia y Stichotrichia, que coincide con Mansano *et al.* (2013) quienes propusieron una composición ordenada (Spirotrichea>Peritrichia>Prostomatea>Scuticociliatia), pero que contrasta con registros de otros ambientes oligotróficos, en donde las especies de la familia Strombidiidae han sido consideradas representativas e incluso dominantes (Beaver & Crisman, 1989a, b; Modenutti & Pérez, 2001; Modenutti & Balseiro, 2002; Yasindi *et al.*, 2007; Stoecker *et al.*, 2009; Bastidas-Navarro & Monedutti, 2012; Mansano *et al.*, 2013), y en donde los prostomátidos son dominantes (Felip *et al.*, 1999; Packroff, 2000; Czychewicz & Rychert, 2011).

Euplotes sp. (Spirotrichea), Nassulida I (Nassophorea) y *Coleps hirtus* (Prostomatea) fueron los únicos taxones con algas endosimbiontes, en seis localidades de la laguna Bacalar (Cayuco Maya, Cenote Negro, Cenote Azul y Muelle 1-3). Estos registros a nivel de clases, coinciden con los obtenidos en lagos oligotróficos a eutróficos por Stoecker *et al.* (2009), quienes reportaron que los ciliados con algas endosimbiontes más comunes fueron Spirotrichea y Prostomatea. Se atribuye que estos taxones posiblemente hayan adquirido una capacidad fototrófica que les puede permitir tener una tasa alta de crecimiento y sobrevivencia bajo condiciones de escasez de alimento, y a través de la red trófica permite a protistas herbívoros (grazers) habitar en entornos hostiles (Norris 1996; Dolan & Pérez 2000; Khlebovich, 2010; Mansano *et al.*, 2013). Poseer algas endosimbiontes y almacenar gránulos de carbohidratos en el citoplasma es una estrategia para habitar ambientes oligotróficos (Hoshina *et al.*, 2021).

La ausencia o baja riqueza de ciliados mixótrofos en sistemas oligotróficos ha sido asociado con el cambio del estado trófico, basado en el aumento de clorofila a así como cambios en la abundancia de crustáceos (cladóceros y copépodos) que ejercen actividad de

pastoreo sobre ciliados en especial sobre especies mixotróficas (Burns & Schallenberg, 1998; Dolan & Pérez, 2000; Modenutti *et al.*, 2003; De los Rios *et al.*, 2019). Burns & Schallenberg (2001) indicaron que conforme aumenta la productividad del lago aumenta la ingestión de ciliados por crustáceos, de 2.5 veces más alto en ambientes ultraoligotróficos a 9.5 más alto en lagos mesotróficos.

Coleps hirtus y Euplotidae I, fueron los ciliados con la mayor distribución en la laguna (seis y siete localidades respectivamente) que puede atribuirse, en el caso de *C. hirtus* a su alimentación (omnívoro), tolerancia a un amplio rango de condiciones ambientales como valores altos de temperatura y bajas concentraciones de oxígeno disuelto (Stout, 1956; Bick, 1972) en ambientes marinos y dulceacuícolas, en el perifiton, bentos y plancton, incluyendo lagos oligo-, meso-, eu- e hipertróficos (Noland, 1925; Bick, 1972; Foissner *et al.*, 1999; Mieczan, 2010). Es una especie que Foissner *et al.* (1999) la reportaron presente en todo un ciclo anual en diferentes ambientes dulceacuícolas y Méndez-Sánchez (2014, 2017) la registró en lagos con diferente estado trófico en dos temporadas climáticas del año.

MÉTODOS DE RECOLECTA

El método de bloques de esponja de poliuretano proporciona un hábitat adecuado debido a que es inerte, permite el establecimiento de organismos por su red de compartimentos y espacios intersticiales que proveen de refugio, área de fijación y sitio de forrajeo de protistas entre otros (Lugo-Vázquez, 1993; Aghaie & Menbohan, 2012). Xu *et al.* (2005) mencionaron que este método es útil para evaluar la diversidad de especies de microorganismos. En el presente estudio empleando el método de recolecta de bloques de esponja se identificó un número similar de taxones a los obtenidos por el método de recolecta manual (21 y 25 respectivamente), considerando que este último método fue empleado en cinco localidades en comparación con los tres del método de bloques de esponja. La similitud en el número de especies identificadas es probablemente debido al esfuerzo de muestreo ya que en cada localidad por el método de bloques de esponja de poliuretano se obtuvieron dos muestras, una en la superficie y otra en el fondo, lo que incrementó el número de taxones registrados (incluyendo ciliados de vida libre y sésiles).

Respecto al método manual la malla empleada al realizar el filtrado influyó en el tipo de ciliados que se podían obtener, ya que ciliados con talla inferior a 54 μm tienden a

perderse, sin embargo, se registraron dos taxones, Ciliado II y *Coleps hirtus* con una talla menor a 50 μm . En estudios con métodos manuales se llegan a identificar 46-80 especies (Biyu, 2000).

Cairns & Yongue, (1974) mencionaron que, aunque los sustratos artificiales se encuentran suspendidos, generalmente no son colonizados por especies planctónicas si no por especies asociadas con superficies (hojas, rocas etc.). Sin embargo, con el método de esponjas, a pesar de ser una estructura que permitiría el establecimiento de algunas especies sésiles, se obtuvo una menor riqueza comparado con el método de recolecta manual. Solo se identificaron dos taxones de ciliados sésiles en las muestras recolectadas en el fondo del Muelle 3 mientras que por el método de recolecta manual se registraron siete peritricos de un total de nueve taxones identificados. Igualmente se han reportado en cuerpos de agua con diferente estado trófico, Madoni & Sartore (2003), empleando un método de recolecta manual reportaron como recurrentes a especies del género *Vorticella* en un estanque.

El valor bajo de riqueza de especies sésiles obtenidos por método de bloques de esponja puede ser explicado por las características y manejo de la esponja. Bai *et al.* (2020) encontraron que la manipulación severa como exprimir el sustrato provoca que ciertos ciliados de gran tamaño o sésiles queden retenidos en los poros de la esponja o pasen a través de ella perdiéndose cuando se obtiene la muestra.

Respecto a la composición, Lugo-Vázquez (1993) reportó que este método permite la presencia de ciliados alguívoros y bacterívoros; esto explica el tipo de ciliados obtenidos, ya que favoreció la presencia de especies bacterívoras debido a la presencia del sólido orgánico ubicado dentro de la esponja. Los taxones identificados únicamente en el Muelle 1 (Sporadotricha IV, Oligohymenophorea I y Pleuronematida I), Muelle 2 (*Spirotrichea* II, *Spirostomum* sp. Sporadotricha II, VIII y IX) y Muelle 3 (Ciliado I, Sporadotricha I, III, VI, Sporadotricha VII, *Euplotes* sp, Litostomatea I, Vorticellidae III y VII) comprenden especies bacterívoras (Foissner *et al.*, 1992; Takamura *et al.*, 2000; Lynn, 2008) pero también especies omnívoras. De manera similar, Lugo *et al.* (1998) reportaron que la prevalencia de ciliados bacterívoros fue alta en los bloques de esponja colocados a una profundidad de 0.30 m en los lagos Alchichica y Atexcac. Con el método manual en el presente estudio se obtuvieron

ciliados como *S. coeruleus* especie que ha sido colectada con ambos métodos (Takamura *et al.*, 2000; Lobban & Schefter, 2008).

En el caso de *Coleps hirtus* fue una de las especies más distribuidas en las localidades con colecta por el método manual, observada en seis de un total de 20 muestras; asimismo, con el método de bloques de esponja fue la especie más distribuida en siete de un total de 12 muestras. Esta distribución puede atribuirse a que es una especie omnívora, frecuente en lagos oligotróficos a eutróficos y colectada con métodos de recolecta manual y bloques de esponja (Takamura *et al.*, 2000; Madoni & Sartore, 2003).

Diversidad en el fondo y superficie

Madoni & Sartore (2003), reportaron 14 especies presentes en fondo y superficie de un total de 38 especies identificadas en un estanque temporal, algo similar fue reportado en el presente estudio con seis en fondo y superficie de un total de 21 taxones identificados, en ambos estudios a una profundidad máxima de un metro. Además, Cairns & Yongue (1974) estudiaron la distribución de ciliados a 6 m de profundidad, con rangos de 1.5 m y no observaron diferencias entre la profundidad y la diversidad de ciliados, esta diferencia entre la presencia de ciliados en la columna de agua y en áreas cercanas al sedimento ha sido relacionada con las adaptaciones alimenticias y a las concentraciones de oxígeno disuelto (Fenchel, 1992).

Finlay (1980) sugirió que la presencia de los ciliados en el fondo podría deberse a que la mayoría ocurren 1 cm arriba del sedimento en ambientes dulceacuícolas y marinos, lo que explicaría la presencia de *Coleps hirtus* y Euplotidae I en el fondo y su ausencia en la superficie del Muelle 3. Respecto a la presencia de Euplotidae I en el fondo esta podría deberse a la presencia de cirros en las especies de la familia, ya que estos le permiten “caminar” sobre superficies sólidas (Fenchel, 1987), sin embargo, es probable que se encuentre en ambos niveles debido a que las condiciones ambientales del agua no fluctúan demasiado a un metro de profundidad. Además, Madoni (1991) y Fenchel (1992) mencionaron que la presencia de protistas en sedimentos o suspendidos en la columna de agua es causada por las condiciones ambientales y la especialización para alimentarse de diferentes clases de alimentos, lo que explicaría la presencia de Euplotidae I, ya que las

especies de Euplotidae han sido descritas alimentándose de bacterias, flagelados, algas y ciliados (Foissner *et al.*, 1991).

Respecto a la presencia de *Coleps hirtus* en el fondo y superficie en el Muelle 1 y 2, esta corresponde con lo anteriormente descrito por Méndez-Sánchez (2017) quien reportó a la especie en la columna de agua de 0-4 metros de profundidad (fondo y superficie), en los lagos, Ocotal, Tiacaque, Estado de México, y Analco, Oaxaca en ambas temporadas climáticas, mientras Madoni (1991) y Madoni & Sartore (2003), reportaron a *C. hirtus* en ambas temporadas climáticas en muestras del fondo y superficie del estanque Favale, Italia, a 0-1 m de profundidad, mostrando un decremento en el número de células de la superficie al fondo anaerobio, alcanzando su pico más alto a una profundidad intermedia.

CONDICIONES AMBIENTALES

Considerando las condiciones ambientales, respecto a la temperatura aún no se ha identificado ningún efecto significativo en la presencia de ciliados, principalmente debido a que muchos de estos protistas en otro tipo de ambientes han sido caracterizados con un rango amplio de tolerancia a la temperatura (Mieczan 2009), aunque hay especies presentes en ambientes con temperaturas muy elevadas o bajas con un rango de tolerancia reducido (Weisse, 2006). Finlay (1980) sugirió que la temperatura del agua es un factor importante que condiciona la abundancia de ciliados. Además, se ha sugerido que la temperatura tiene diferentes efectos en los aspectos funcionales como son la calidad y concentración del alimento y abundancia (Iriberry *et al.*, 1995; Weisse *et al.*, 2001, 2002; Sanders *et al.*, 2005; Kimmance *et al.*, 2006; Yang *et al.*, 2012). *Coleps hirtus* ha sido reportado en localidades de diferentes ambientes con 1-30°C (Noland, 1925; Bick, 1972; Foissner *et al.*, 1994), sin embargo, en el presente estudio se registró a temperaturas de 25.1 a 33.1°C evidenciando que su distribución no está relacionada con un ligero incremento. *Paramecium multimicronucleatum* ha sido registrado a temperaturas de 4-35°C en estudios de laboratorio, así como en un amplio rango en lagos de diferente estado trófico (Lee 1942b; Méndez-Sánchez, 2017), en el presente estudio se observó a una temperatura de 25.1-30.1°C, es decir, en el rango óptimo. En el caso de *S. coeruleus* ha sido registrado previamente en rangos de temperatura de 0-28°C en diferentes tipos de ambientes (Foissner *et al.*, 1992), y en el presente trabajo se identificó en la localidad Cenote Azul en un rango de 27.7 a 28.6°C.

En cuanto a la luz, se ha señalado su efecto como un regulador de la producción de especies fototróficas, ya que dependiendo del grado de penetración de la luz en el agua las comunidades de las biopelículas incluyen organismos autótrofos o heterótrofos, lo que favorece la presencia de algas y por ende la presencia de ciliados alguívoros o mixótrofos. Los patrones de distribución de protistas están fuertemente influenciados por la disponibilidad y exceso de luz que puede ser perjudicial para algunos de ellos debido a la exposición a radiación ultravioleta como es el caso de *S. coeruleus* al ser sensible a la luz UV (Lackey, 1938; Sonntag *et al.*, 2011a, b). Sanders *et al.* (2005) sugirieron que la variación de respuesta a la luz UV probablemente refleje diferencias en el crecimiento y fisiología de ciliados.

El Cenote Azul fue la única localidad donde se registró a *S. coeruleus*. Este cenote no está conectado directamente con el complejo lagunar, posee una profundidad superior a 64 m, y la composición de la vegetación que lo rodea es diferente comparado a las otras localidades, propiciando que la luz no incida de la misma manera que en el resto del complejo lagunar, por lo que sus condiciones son más favorables para la presencia del estentórido, ya que se ha documentado que la presencia de *S. coeruleus* es dependiente de la luz, por poseer un pigmento fotosensible, habita preferentemente en ambientes con poca luz o en oscuridad (Lobban *et al.*, 2007).

Se ha señalado que existe una relación entre la presencia de vegetación y la riqueza de ciliados. Madoni (1991), Biyu (2000), Menéndez *et al.* (2001) y Andrushchyshyn *et al.* (2006) mencionaron que la diversidad de ciliados en ríos y lagos oligotróficos, mesotróficos, eutróficos y estanques temporales depende de la adición de hojarasca o vegetación sumergida, ya que estimula el crecimiento bacteriano; el Cenote Azul con vegetación circundante, fue la segunda localidad con mayor riqueza con 12 taxones. Arcagni *et al.* (2013) señalaron que el aporte de materia orgánica de ambientes terrestres es importante en la red trófica de lagos oligotróficos, aporte que ocurre en el sistema lagunar Bacalar.

Respecto al pH, Weisse & Stadler (2006) reportaron en ensayos de laboratorio que los efectos en el crecimiento y supervivencia óptimos de algunos ciliados son menores en valores de pH alrededor de valores neutros y moderadamente alcalinos, y que se manifiesta reducción en la diversidad taxonómica a pH ácidos. En el caso del Muelle 3 y el Cenote Azul. En localidades con la mayor riqueza, se registraron valores de pH máximos de 8.32 y 8.52

respectivamente, al igual que otras localidades con un número menor de taxones identificados, por lo que el pH no fue un factor relacionado con la diversidad de ciliados, ya que en todo el sistema se obtuvo un pH neutro a ligeramente alcalino (7.05-8.52, valores obtenidos a orilla de las localidades de recolecta). *Paramecium multimicronucleatum* fue una de las especies con mayor distribución en el complejo lagunar y es considerada una especie que habita en valores de pH extremos (4 y 10) (Lee, 1942a, b).

El Cenote Negro fue la localidad con un mayor valor de riqueza en la temporada de lluvias a diferencia de la gran mayoría de localidades. Esta riqueza puede fundamentarse con lo expuesto por Lackey (1938) quien mencionó que en diferentes tipos de ambientes un valor alto de riqueza puede deberse al arrastre de materia orgánica provocado por el escurrimiento fluvial, que coincide con las características presentes en el cenote.

Respecto a la concentración de oxígeno, Andrushchyshyn *et al.* (2006) mencionaron que el oxígeno disuelto es uno de los factores que más influyen sobre la diversidad de especies de ciliados en estanques temporales. González-Palma (2016) documentó la relación entre la riqueza y la concentración de oxígeno disuelto en otro tipo de ambiente acuático. En el presente estudio también se obtuvo relación entre las concentraciones de oxígeno disuelto y la riqueza, a mayor oxígeno disuelto es mayor la riqueza y viceversa. En el Muelle 1 se registró el menor valor de oxígeno con 2.2 mg/L y el mayor en el Muelle 3 con 6.19 mg/L, en esta última localidad durante la temporada de secas se obtuvo el valor más alto de taxones identificados (12) y el Muelle 1 fue la segunda localidad con menor riqueza (cinco taxones identificados) en ambas temporadas, este patrón también se observó en la temporada de lluvias en el Muelle 3 que presentó el menor valor de oxígeno disuelto con solo tres taxones.

Pfister *et al.* (2002) reportaron a telotrocas de peritricos a bajas concentraciones de oxígeno disuelto (abajo de 1 mg/l) en lagos mesotróficos a hipertróficos y señalaron que de haber estudiado también lagos oligotróficos habrían reportado valores pronunciados entre los lagos de diferente estado trófico. En el presente estudio únicamente fueron registrados peritricos en concentraciones de 2.15 a 4.89 mg/l en diferentes localidades y temporadas climáticas. Su presencia se debe a que son especies ampliamente distribuidas en ambientes dulceacuícolas y marinos, presentes en aguas contaminadas con bajos niveles de oxígeno (Foissner *et al.*, 1992).

Sin embargo, se ha documentado que la temperatura, el oxígeno y el pH pueden ejercer una influencia débil en la distribución de la mayoría de especies y que la combinación de varios factores ambientales puede influir sobre su ocurrencia en lagos mesotróficos a hipertróficos (Pfister *et al.*, 2002). Andrushchvshyn *et al.* (2006) mencionaron que la composición y abundancia de ciliados en estanques temporales se explica por las características del cuerpo de agua, considerando la concentración de clorofila a y oxígeno disuelto, lo cual fue observado en el Cenote Azul al obtener un valor alto de riqueza con condiciones ambientales del agua y la presencia de vegetación circundante contrastante a la laguna Bacalar. Además Gaedke & Wickham (2004) reportaron en un lago meso eutrófico una respuesta de los ciliados a la alteración de condiciones tróficas como consecuencia de las alteraciones simultáneas en el fitoplancton y zooplancton. Monedutti *et al.* (2003) reportaron en un lago oligotrófico la reducción de la abundancia de ciliados a consecuencia del zooplancton.

El Cenote Cocalitos fue la única localidad donde se observó la presencia de microbialitos y donde se reportaron los valores promedio más bajos de conductividad y sólidos disueltos, los cuales se deben a la alta concentración de carbonatos y sulfato provocada por la afluencia de aguas subterráneas kársticas, provenientes de las cercanías a los cenotes (Gischler *et al.*, 2011; Johnson *et al.*, 2018). Castro-Contreras *et al.* (2014) reportaron que la concentración de algunos elementos puede cambiar dependiendo de la presencia de cianobacterias asociadas a microbialitos, mientras que Johnson *et al.* (2018) mencionaron que la filtración de agua en las cercanías a los cenotes podría generar diferencias en la diversidad microbiana entre los microbialitos del este y oeste del complejo lagunar. El Cenote Cocalitos presentó la menor riqueza de taxones identificados (3 taxones), debido a que el método de recolecta manual empleando una malla no fue el adecuado.

Respecto a las localidades más someras como el Canal de los Piratas y Cayuco Maya, con siete y nueve taxones identificados respectivamente, mostraron un valor de riqueza cercano al promedio por localidad (8). Pfister *et al.* (2002) mencionaron que el número de células de ciliados es mayor en lugares someros comparando con sitios de mayor profundidad (en lagos mesotróficos a hipertróficos). En el Cenote Azul con una profundidad superior a

64 m, se obtuvo la mayor riqueza (12), debido a que las muestras fueron tomadas a orilla del cenote, y no en la columna de agua.

El Canal de los Piratas y Cayuco Maya son las localidades más propensas a fluctuaciones del nivel del agua, y Cayuco Maya fue la localidad más alejada del municipio Bacalar, sin embargo, no presentaron una alta variación respecto al número de taxones identificados (con siete y nueve respectivamente), incluso en el área se observaron desechos plásticos indicando perturbación. Solo cuatro taxones fueron registradas en esta localidad: Ciliado I, Sporadotricha X, Vorticellidae II y IV, además se registró la presencia de dos especies y tres taxones de mayor distribución en el complejo lagunar, *Coleps hirtus*, *P. multimicronucleatum*, Euplotida I, *Euplotes* sp. y Spirostomidae I.

Respecto a la presencia de Spirostomidae I en Cayuco Maya y el Cenote Cocalitos, la localidad Cayuco Maya presentaba un olor a azufre provocado por bacterias reductoras de sulfato y en el Cenote Cocalitos por deltaproteobacterias reductoras de sulfato (Johnson *et al.*, 2018). Foissner *et al.* (1992) mencionaron que la presencia de especies del género *Spirostomum* está relacionada a la presencia bacteriana, tolerando concentraciones bajas (0-2.5 mg/l) de ácido sulfhídrico.

Madoni, (1989) mencionó en otro tipo de ambientes que una baja diversidad de especies y prevalencia de especies cosmopolitas son los aspectos típicos de ecosistemas estresados, lo que concuerda con la presencia de *P. multimicronucleatum* y *C. hirtus* en la laguna Bacalar, al ser especies cosmopolitas que también han sido propias de ambientes contaminados (Bovee, 1960; Foissner, 1988; Badea *et al.*, 2010). Además, *Coleps hirtus* ha sido considerada para evaluar la calidad del agua, catalogándola como un indicador de saprobiedad, de alfa, beta, meso y polisaprobiedad (Foissner, 1988; Badea *et al.*, 2010), sin embargo en el caso de *P. multimicronucleatum*, no se le ha asignado un nivel de valencia o saprobiedad.

Stentor coeruleus también ha sido considerada una especie indicadora para evaluar la calidad del agua, catalogada de ambientes alfa a beta-mesosaprobios (Bick, 1972; Foissner, 1988; Foissner & Berger, 1996). Foissner (2001) mencionó que *S. coeruleus* es una especie que prefiere los ambientes fuertemente contaminados por materia orgánica.

Schmitter-Soto (1996) reportó contaminación por materia orgánica a orillas de un muelle de la localidad Bacalar, lo que coincide con la riqueza de taxones en las localidades Muelle 3 y 2 (con 13 y 8 taxones reportados), donde se observaron residuos de detergentes en el agua, principalmente debido a que se encuentran algunas tuberías que desembocan al cuerpo lagunar, acorde a Esteban & Tellez (1992) que mencionaron en estudios con lodos activados que los altos niveles de detergentes influyen en la presencia/ausencia de ciliados. Asimismo, el bajo número de taxones de ciliados alguívoros registrados (tres taxones *Coleps hirtus*, *Euplotes* sp y Nassulida I), corresponde con los datos de ciliados alguívoros descrito por Madoni (1991) y Madoni & Braghiroli (2007) quienes reportaron en aguas contaminadas con materia orgánica en otros tipos de ambientes (lagos y ríos eutróficos) que el número de ciliados bacterívoros fue dominante.

ASPECTOS SOBRE DIVERSIDAD MORFOLÓGICA

La diversidad morfológica es frecuente entre individuos que han sido identificados como la misma entidad taxonómica (especie), esto puede ser observado en las tres especies de este estudio, *Coleps hirtus*, *Paramecium multimicronucleatum* y *Stentor coeruleus* (ver Anexo). Respecto a *C. hirtus* posee caracteres morfológicos bien definidos que son constantes en las poblaciones como la presencia de 3-4 espinas posteriores, con longitud de 40-65, sin embargo, han sido descritas variedades considerando la forma de la célula y la presencia o ausencia de algas endosimbiontes (López-Ochoterena, 1965; Foissner *et al.*, 1999).

En el caso de *S. coeruleus* a nivel nacional se ha reportado una alta variabilidad en sus caracteres morfológicos como la longitud de las células (321.2 a 2974.1 μm), siendo este rango inferior a la longitud patrón de 1,000-2,000 μm , incluso hasta el momento no se ha señalado la presencia de células con una longitud máxima de 4,000 μm (Foissner *et al.*, 1992). A nivel mundial (ver Anexo) también han sido descritas poblaciones contrastantes como la de Corea del Sur con individuos de una longitud de 246.22-407.36 μm y de Turquía con 240-735 μm (Senler & Yildiz, 2004; Taher *et al.*, 2020).

En *P. multimicronucleatum*, la longitud de la descripción original y descripciones posteriores establecieron un rango de 144-280 μm , contrastando con algunas de las poblaciones como la descrita por Wichterman (1986), quien indicó una longitud de 180-400

µm. Considerando el número de micronúcleos se han descrito de dos a siete sin embargo, Wichterman (1986), indicó que podrían ser incluso nueve micronúcleos y Silva-Reyes (2008), observó un número máximo de 12 micronúcleos.

Considerando que las tres especies han sido descritas en ambientes dulceacuícolas, salobres o incluso asociados a algunas plantas, crustáceos y/o moluscos (Noland, 1925; Fantham & Porter, 1945; Chadwick, 1961; López-Ochoterena, 1965; Maguire & Belk, 1967; Wichterman 1986; Smurov & Fokin, 1999; Santhakumari & Gopalan, 1980; Olmo-Rísquez, 1998; Foissner *et al.*, 1999; Taher *et al.*, 2020; Tirjaková & Vd'ačný, 2005; Sigala-Regalado, 2008; Buosi *et al.*, 2014, 2015) (ver Anexo), se ha llegado a observar el cambio en talla de ciliados en la transición al cambio de un ambiente a otro (marino, salobre, dulceacuícola e hipersalino), por lo que se ha sugerido una correlación entre la morfología y las condiciones ambientales (Syberg-Olsen *et al.*, 2016).

Perspectiva original

El enfoque original de este proyecto fue reestructurado. El último objetivo particular inicial se planteó para contrastar los caracteres morfológicos con la variación genética intraespecífica en busca de especies crípticas que en un futuro contribuirían con los estudios sobre especiación y distribución de ciliados.

Considerando los resultados parciales obtenidos y tomando como base los datos aportados por estudios previos para las especies *Coleps hirtus*, *Paramecium multimicronucleatum* y *Stentor coeruleus* (ver Anexo) se sustenta una alta variabilidad morfológica incluso en caracteres de importancia taxonómica, por lo que no se puede descartar la presencia de especies crípticas, debido principalmente a que en México existen escasos estudios bajo un enfoque integrativo.

CONCLUSIONES

- Se identificaron 37 taxones de ciliados: tres a nivel de género, 11 a nivel de familia, 14 a nivel de orden, cuatro a nivel de clase y dos a nivel de phylum en las ocho localidades de recolecta.
- Se contribuyó con los primeros registros del phylum en cuerpos de agua epicontinentales de Quintana Roo, y el primer registro de *Coleps hirtus* y *Stentor coeruleus* para el estado.
- El Muelle 3 fue la localidad donde se registró la mayor riqueza específica con 13 taxones identificados.
- Las localidades con mayor número de especies compartidas fueron el Cenote Azul y el Muelle 3. La localidad con menor número de especies compartidas fue el Cenote Cocalitos. Los taxones más distribuidos en las localidades del cuerpo lagunar fueron Euplotidae I, seguida de *P. multimicronucleatum* y *Coleps hirtus*.
- Considerando las temporadas climáticas en la temporada de secas se registró la mayor riqueza específica, se obtuvieron 30 taxones contrastando con la temporada de lluvias con 18 taxones.
- Se obtuvo correlación positiva entre el oxígeno disuelto y el pH en la temporada de secas; en la temporada de lluvias los valores de correlación fueron bajos.
- Las localidades con mayor riqueza durante la temporada de lluvias, el Cenote Negro y Cayuco Maya presentaron los valores más altos de conductividad; en cuanto a la temporada de secas, las localidades con mayor riqueza, el Cenote Azul y el Muelle 3 presentaron valores de concentración de oxígeno disuelto superiores a 4.62 mg/l.
- Las características morfológicas descritas en diversas poblaciones de *Coleps hirtus*, *Paramecium multimicronucleatum* y *Stentor coeruleus* permiten inferir una alta probabilidad de presencia de especies crípticas, por lo que es necesario realizar estudios a nivel morfológico y molecular que contribuyan a fundamentar la identidad taxonómica de estas especies.

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abraham, J. S., Sripoorna, S., Choudhary, A., Toteja, R., Gupta, R., Makhija, S. & Warren, A. 2017. Assessment of heavy metal toxicity in four species of freshwater ciliates (Spirotrichea: Ciliophora) from Delhi, India. *Current Science*, 113(11): 2141-2150.

Abraham, J. S., Sripoorna, S., Maurya, S., Makhija, S., Gupta, R. & Toteja, R. 2019. Techniques and tools for species identification in ciliates: a review. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 69(4): 877-894.

Adl, S. M., Leander, B. S., Simpson, A. G. B., Archibald, J. M., Anderson, O. R., Bass, D., Bowser, S. S., Brugerolle, G., Farmer, M. A., Karpov, S., Kolisko, M., Lane, C. E., Lodge, D. J., Mann, D. G., Meisterfeld, R., Mendoza, L., Moestrup, Ø., Mozley-Standridge, S. E., Smirnov, A. V. & Spiegel, F. 2007. Diversity, nomenclature, and taxonomy of protists. *Systematic Biology*, 56(4): 684-689.

Adl, S. M., Bass, D., Lane, C. E., Lukeš, J., Schoch, C. L., Smirnov, A., Agatha, S., Berney, C., Brown, M. W., Burki, F., Cárdenas, P., Cepicka, I., Chistyakova, L., Campo, J., Dunthorn, M., Edvardsen, B., Eglit, Y., Guillou, L., Hampl, V., Heiss, A. A., Hoppenrath, M., James, T. Y., Karnkows, A., Karpov, S., Kim, E., Kolisko, M., Kudryavtsev, A., Lahr, D. J. G., Lara, E., Gall, L. L., Lynn, D. H., Mann, D. G., Massana, R., Mitchell, E. A. D., Morrow, C., Park, J. S., Pawlowski, J. W., Powell, M. J., Richter, D. J., Rueckert, S., Shadwick, L., Shimano, S., Spiegel, F. W., Torruella, G., Youssef, N., Zlatogursky, V. & Zhang, Q. 2019. Revisions to the classification, nomenclature, and diversity of eukaryotes. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 66(1): 4-119.

Aescht, E., Foissner, W., Blatterer, H., Kohmann, F. & Berger, H. 2017: Ciliophora. (Ciliates). In: Moog, O. & Hartmann, A. (Eds.). *Fauna Aquatica Austriaca*, 3: 1-31.

Aghaindum, G. A. & Menbohan, S. F. 2012. Determination of the optimum period for ciliated protozoa colonizing of an artificial substrate in a tropical aquatic ecosystem. *International Journal of Environmental Science and Technology*, 9: 655-660.

Aladro-Lubel, M. A. 2009. *Manual de Prácticas de Laboratorio de Protozoos*. Las prensas de Ciencias, Fac. Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 124 p.

Aladro-Lubel, M. A., Martínez-Murillo, M. E. & Mayén-Estrada, R. 1987. Lista de los ciliados bentónicos salobres y marinos registrados en México. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología*, 58: 403-448.

Aladro-Lubel, M. A., Martínez-Murillo, M. E. & Mayén-Estrada, R. 1990. *Manual de ciliados psamófilos marinos y salobres de México*, Cuadernos 9, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 174 p.

Aladro-Lubel, M. A., Mayén-Estrada, R. & Reyes-Santos, M. 2006. Listados faunísticos de México. XI. Registro actualizado de ciliados (Agosto, 2004). Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 97 p.

Amaral-Zettler, L. A. 2013. Eukaryotic diversity at pH extremes. *Frontiers in Microbiology*, 3(441): 1-17.

Amezcu-Vargas, M. M. 2019. Aspectos ecológicos de amebas testadas, cladóceros, ostrácodos y quironómidos en dos cuerpos de agua impactados: lago Ocotitalo, Chiapas y Laguna Bacalar, Quintana Roo, México. Tesis de Licenciatura, Facultad de ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 94 p.

Andrushchyshyn, O. P., Magnusson, A. K. & Williams, D. D. 2006. Responses of intermittent pond ciliate populations and communities to in situ bottom-up and top-down manipulations. *Aquatic Microbial Ecology*, 42(3): 293-310.

Arcagni, M., Campbell, L. M., Arribére, M. A., Kyser, K., Klassen, K., Casaux, R., Miserendino, M. L. & Guevara, S. R. 2013. Food web structure in a double-basin ultra-oligotrophic lake in Northwest Patagonia, Argentina, using carbon and nitrogen stable isotopes. *Limnologia*, 43(2): 131-142.

ArcGis 10.5. Esri Inc. 2016. Disponible: <https://www.esri.com/es-es/arcgis/products/arcgis-desktop/overview>, Acceso en: 2020-2021.

Azam, F., Fenchel, T., Field, J. G., Gray, J. S., Meyer-Reil, L. A. & Thingstad, F. 1983. The ecological role of water-column microbes in the sea. *Marine Ecology Progress Series*, 10: 257-263.

Badea, A. B., Gagy-Palfy, A., Stoian, L. C. & Stan, G. 2010. Preliminary studies of quality assessment of aquatic environments from Cluj suburban areas, based on some invertebrates bioindicators and chemical indicator. *Aquaculture, Aquarium, Conservation & Legislation International Journal of the Bioflux Society*, 3(1): 35-42.

Bai, X., Zhong, X., Guo, C., Gui, Y. & Xu, H. 2020. Colonization dynamics of protozoan communities in marine bioassessment surveys using two modified sampling systems, *Marine Pollution Bulletin*, 157: 1-10.

Bark, A. W. 1985. Studies on ciliated protozoa in eutrophic lakes: 1. Seasonal distribution in relation to thermal stratification and hypolimnetic anoxia. *Hydrobiologia*, 124: 167-176.

Bastidas-Navarro, M. A. & Modenutti, B. E. 2012. Precipitation patterns, dissolved organic matter and changes in the plankton assemblage in Lake Escondido (Patagonia, Argentina). *Hydrobiologia*, 691(1): 189-202.

Batson, B. S. 1985. A paradigm for the study of insect-ciliate relationships: *Tetrahymena sialidos* sp. nov. (Hymenostomatida: Tetrahymenidae), parasite of larval *Sialis lutaria* (Linn.) (Megaloptera: Sialidae). *Philosophical Transactions of the Royal Society of London*, 310(1143): 123-144.

Bautista-Reyes, F. & Macek, M. 2012. Ciliate food vacuole content and bacterial community composition in the warm-monomictic crater Lake Alchichica, México. *FEMS Microbiology Ecology*, 79(1): 85-97.

Beaver, J. R. & Crisman, T. L. 1982. The trophic response of ciliated protozoans in freshwater lakes 1. *Limnology and Oceanography*, 27(2): 246-253.

Beaver, J. R. & Crisman, T. L. 1989a. The role of ciliated protozoa in pelagic freshwater ecosystems. *Microbial Ecology*, 17(2): 111-136.

Beaver, J. R. & Crisman, T. L. 1989b. Analysis of the community structure of planktonic ciliated protozoa relative to trophic state in Florida lakes. *Hydrobiologia*, 174: 177-184.

Beaver, J. R. & Crisman, T. L. 1990. Seasonality of planktonic ciliated protozoa in 20 subtropical Florida lakes of varying trophic state. *Hydrobiologia*, 190(2): 127-135.

Beaver, J. R., Crisman, T. L. & Bienert Jr, R. W. 1988. Distribution of planktonic ciliates in highly coloured subtropical lakes: comparison with clearwater ciliate communities and the contribution of myxotrophic taxa to total autotrophic biomass. *Freshwater Biology*, 20(1): 51-60.

Bick, H. 1972. *Ciliated protozoa: an illustrated guide to the species used as biological indicators in freshwater biology*. World Health Organization, Geneva, Switzerland. 198 p.

Biyu, S. 2000. A comparative study on planktonic ciliates in two shallow mesotrophic lakes (China): species composition, distribution and quantitative importance. *Hydrobiologia*, 427(1): 143-153.

Borror, A. C. & Hill, B. F. 1995. The order Euplotida (Ciliophora): Taxonomy, with division of *Euplotes* into several genera. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 42(5): 457-466.

Boscaro, V., Carducci, D., Barbieri, G., Senra, M. V. X., Andreoli, I., Erra, F., Petroni, G., Verni, F. & Fokin, S. I. 2014. Focusing on genera to improve species identification: Revised systematics of the ciliate *Spirostomum*. *Protist*, 165: 527-541.

Bovee, E. C. 1960. Protozoa of the mountain lake region, Giles county, Virginia. *The Journal of Protozoology*, 7(4): 352-361.

Bulit, C. & Díaz-Ávalos, C. 2009. Patrones de diversidad de ciliados del plancton en la laguna de Chautengo, Guerrero, México. *Hidrobiológica*, 19(2): 109-118.

Buosi, P. R. B., Utz, L. R. P., de Meira, B. R., da Silva, B. T. S., Lansac-Tôha, F. M., Lansac-Tôha, F. A. & Velho, L. F. M. 2014. Rainfall influence on species composition of the ciliate community inhabiting bromeliad phytotelmata. *Zoological Studies*, 53(32): 1-12.

Buosi, P. R., Cabral, A. F., Utz, L. R., Vieira, L. C. & Velho, L. F. 2015. Effects of seasonality and dispersal on the ciliate community inhabiting bromeliad phytotelmata in riparian vegetation of a large tropical river. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 62(6): 737-749.

Burns, C. W. & Schallenberg, M. 1998. Impacts of nutrients and zooplankton on the microbial food web of an ultra-oligotrophic lake. *Journal of Plankton Research*, 20(8): 1501-1525.

Burns, C. W. & Schallenberg, M. 2001. Calanoid copepods versus cladocerans: consumer effects on protozoa in lakes of different trophic status. *Limnology and Oceanography*, 46(6): 1558-1565.

Cabral-Dorado, C. 2006. Variación espacio-temporal de los protozoos (Phylum Ciliophora) del lago urbano Tezozómoc. Tesis de Licenciatura, Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México, México, 48 p.

Cairns, Jr. J. & Yongue, Jr. W. H. 1974. Protozoan colonization rates on artificial substrates suspended at different depths. *Transactions of the American Microscopical Society*, 93(2): 206-210.

Cairns Jr, J., Dahlberg, M. L., Dickson, K. L., Smith, N. & Waller, W. T. 1969. The relationship of fresh-water protozoan communities to the MacArthur-Wilson equilibrium model. *The American Naturalist*, 103(933): 439-454.

Cairns Jr, J., Yongue Jr, W. H. & Boatin Jr, H. 1973. The protozoan colonization of polyurethane foam units anchored in the benthic area of Douglas Lake, Michigan. *Transactions of the American Microscopical Society*, 648-656.

Carrillo-Ruiz, A. A. 2003. Caracterización de la flora bacteriana y fúngica en la columna de agua del sistema lagunar Bacalar. Tesis de Ingeniería Ambiental, Universidad de Quintana Roo, México, 59 p.

Castro, I. S. 2014. Freshwater microbialites from Laguna Bacalar, Quintana Roo, Mexico: effects controlling their growth. Master thesis, University of Alberta, Canadá, 134 p.

Castro-Contreras, S. I., Gingras, M. K., Pecoits, E., Aubet, N. R., Petrash, D., Castro-Contreras, S. M., Dick, G., Planavsky, N. & Konhauser, K. O. 2014. Textural and geochemical features of freshwater microbialites from Laguna Bacalar, Quintana Roo, México. *Palaios*, 29(5): 192-209.

Ceballos-Martínez, R. R. 2002. Geografía y medio ambiente en el sistema lagunar San Felipe-Bacalar-Guerrero. *En: Rosado-May, F. J., Romero-Mayo, R. & Navarrete, A. J. (Eds.).*

Contribuciones de la ciencia al manejo costero integrado de la Bahía de Chetumal y su área de influencia. Universidad de Quintana Roo, Chetumal, Q. Roo, México: 17-22.

Chadwick, A. 1961. The fate of radioactively labelled glycine introduced into *Amoeba proteus* and *Stentor coeruleus*. *Experimental Cell Research*, 25(1): 131-148.

Cheng, C. Y., Chang, S. L., Lin, I. T. & Yao, M. C. 2019. Abundant and diverse *Tetrahymena* species living in the bladder traps of aquatic carnivorous *Utricularia* plants. *Scientific Reports*, 9(1): 1-9.

Chi, Y., Duan, L., Luo, X., Cheng, T., Warren, A., Huang, J. & Chen, X. 2019. A new contribution to the taxonomy and molecular phylogeny of three, well-known freshwater species of the ciliate genus *Spirostomum* (Protozoa: Ciliophora: Heterotrichea). *Zoological Journal of the Linnean Society*, 20: 1-20.

Corliss, J. O. 1975. Taxonomic characterization of the suprafamilial groups in a revision of recently proposed schemes of classification for the phylum Ciliophora. *Transactions of the American Microscopical Society*, 94(2): 224-267.

Corliss, J. O. 1980. Some practical considerations with respect to the taxonomy of ciliated Protozoa. *Monitore Zoologico Italiano-Italian Journal of Zoology*, 14(3): 173-189.

Corliss, J. O. 2002. Biodiversity and biocomplexity of the protists and an overview of their significant roles in maintenance of our biosphere. *Acta Protozoologica*, 41(3): 199-220.

Correa-Sandoval, J. & García-Reynosa, X. L. 2019. Distribución y abundancia del gavián caracolero (*Rostrhamus sociabilis*) y la correa (*Aramus guarauna*) y su interacción con la chivita (*Pomacea flagellata*) en la laguna de Bacalar, Quintana Roo, México. *Huitzil*, 20(1): 1-11.

Curds, 1975. A guide to the species of the genus *Euplotes* (Hypotrichida, Ciliatea). *Bulletin of the British Museum (Natural History) Zoology*, 28: 1-61.

Curds, C. R. & Cockburn, A. 1970. Protozoa in biological sewage-treatment processes—I. A survey of the protozoan fauna of British percolating filters and activated-sludge plants. *Water Research*, 4(3): 225-236.

Czychewicz, N. & Rychert, K. 2011. Seasonal changes in ciliate biomass and composition of the ciliate community in oligo-mesotrophic lake Jasne (Iława Lake District, Poland). *Limnological Review*, 11: 3-5.

Debastiani, C., Meira, B. R., Lansac-Tôha, F. M., Velho, L. F. M. & Lansac-Tôha, F. A. 2016. Protozoa ciliates community structure in urban streams and their environmental use as indicators. *Brazilian Journal of Biology*, 76(4): 1043-1053.

De los Rios, P., Contreras, A. & Carreño, E. 2019. Associations between bacteria, chlorophyll, mixotrophic ciliates and crustacean zooplankton in the littoral of a North Patagonian oligotrophic lake (Lake Collico, 38° S, Chile). *Crustaceana*, 92(9): 1151-1156.

Díaz, J. E. H. 2005. Decreto por el cual se establece Programa de ordenamiento ecológico territorial de la región de Laguna Bacalar, Quintana Roo, México. *Periódico Oficial del Estado de Quintana Roo*, 126 p.

Di Rienzo, J. A., Casanoves, F., Balzarini, M. G., González, L., Tablada, M. & Robledo, C. W. 2008. InfoStat. Grupo InfoStat; FCA, Universidad Nacional de Córdoba, Argentina. Available: <http://www.infostat.com.ar>.

Dolan, J. R. & Pérez, M. T. 2000. Costs, benefits and characteristics of mixotrophy in marine oligotrichs. *Freshwater Biology*, 45(2): 227-238.

Dopheide, A., Lear, G., Stott, R. & Lewis, G. 2009. Relative diversity and community structure of ciliates in stream biofilms according to molecular and microscopy methods. *Applied and Environmental Microbiology*, 75(16): 5261-5272.

Dragesco, J. & Dragesco-Kernéis, A. 1986. Ciliés libres de l'Afrique intertropicale. Introduction á la connaissance et á l'étude des ciliés. *Faune tropicale*, 26: 1-559.

Dunthorn, M. & Katz, L. A. 2008. Richness of morphological hypotheses in ciliate systematics allows for detailed assessment of homology and comparisons with gene trees. *Denisia*, 23: 389-394.

Durán-Ramírez, C. A., García-Franco, J. G., Foissner, W. & Mayén-Estrada, R. 2015. Free-living ciliates from epiphytic tank bromeliads in Mexico. *European Journal of Protistology*, 51: 15-33.

Edgcomb, V. P. & Bernhard, J. M. 2013. Heterotrophic protists in hypersaline microbial mats and deep hypersaline basin water columns. *Life*, 3(2): 346-362.

Espinosa-Sánchez, J. M. 2011. *Arte e Historia en el Sur Colonial de Quintana Roo, Siglos XVI-XVII*. Plaza y Valdez, México. 33 p.

Esteban, G. & Tellez, C. 1992. The influence of detergents on the development of ciliate communities in activated sludge, *Water, Air, and Soil Pollution*, 61: 185-190.

Fantham, H. B. & Porter, A. 1945. The microfauna, especially the protozoa, found in some Canadian mosses. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 115: 97-174.

Fantham, H. B. & Porter, A. 1947. The parasitic fauna of vertebrates in certain Canadian fresh waters, with some remarks on their ecology, structure and importance. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 117(44): 609-649.

Felip, M., Bartumeus, F., Halac, S. & Catalan, J. 1999. Microbial plankton assemblages, composition and biomass, during two ice-free periods in a deep high mountain lake (Estany Redó, Pyrenees). *Journal of Limnology*, 58(2): 193-202.

Fenchel, T. 1987. *Ecology of Protozoa: The biology of free-living phagotrophic protists*. Springer-Verlag. Berlin Heidelberg. New York, USA. 197 p.

Fenchel, T. 1992. What can ecologists learn from microbes: life beneath a square centimetre of sediment surface. *Functional Ecology*, 6(5): 499-507.

Fenchel, T. 1993. There are more small than large species?. *Oikos*, 68(2): 375-378.

Fenchel, T. 2005. Cosmopolitan microbes and their 'cryptic' species. *Aquatic Microbial Ecology*, 41(1): 49-54.

Fenchel, T. O. M. & Finlay, B. J. 2004. The ubiquity of small species: patterns of local and global diversity. *Bioscience*, 54(8): 777-784.

Finlay, B. J. 1980. Temporal and vertical distribution of ciliophoran communities in the benthos of a small eutrophic loch with particular reference to the redox profile. *Freshwater Biology*, 10(1): 15-34.

Finlay, B. J. 1998. The global diversity of protozoa and other small species. *International Journal for Parasitology*, 28(1): 29-48.

Finlay, B. J. & Esteban, G. F. 1998. Freshwater protozoa: biodiversity and ecological function. *Biodiversity & Conservation*, 7(9): 1163-1186.

Finlay, B. J. & Fenchel, T. 2004. Cosmopolitan metapopulations of free-living microbial eukaryotes. *Protist*, 155(2): 237-244.

Finlay, B. J., Corliss, J. O., Esteban, G. & Fenchel, T. 1996. Biodiversity at the microbial level: The number of free-living ciliates in the biosphere. *The Quarterly Review of Biology*, 71(2): 221-237.

Finlay, B. J., Esteban, G. F. & Fenchel, T. 1998. Protozoan diversity: converging estimates of the global number of free-living ciliate species. *Protist*, 149(1): 29-37.

Finlay, B. J., Esteban, G. F., Olmo, J. L. & Tyler, P. A. 1999. Global distribution of free-living microbial species. *Ecography*, 22(2): 138-144.

Finlay, B. J., Esteban, G. F. & Fenchel, T. 2004. Protist diversity is different?. *Protist*, 155(1): 15-22.

Flores-Flores, M. de L. 2012. Estudio taxonómico de protozoos de vida libre (ciliados, rizópodos y euglenoideos) de un manantial y una caída de agua del estado de México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 81 p.

Foissner, W. 1988. Taxonomic and nomenclatural revision of Sládeček's list of ciliates (Protozoa: Ciliophora) as indicators of water quality. *Hydrobiologia*, 166(1): 1-64.

Foissner, W. 1991. Basic light and scanning electron microscopic methods for taxonomic studies of ciliated protozoa. *European Journal of Protistology*, 27: 313-330.

Foissner, W. 2001. *Stentor*. In: *Encyclopedia of Life Sciences*: 561-566 p.

Foissner, W. 2006. Biogeography and dispersal of micro-organisms: a review emphasizing protists. *Acta Protozoologica*, 45(2): 111-136.

Foissner, W. 2014. An update of 'basic light and scanning electron microscopic methods for taxonomic studies of ciliated protozoa'. *International Journal of Systematic and Evolutionary Microbiology*, 64: 271-292.

Foissner, W. & Berger, H. 1996. An 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. *Freshwater Biology*, 35: 375-482.

Foissner, W. & Wölfl, S. 1994. Revision of the genus *Stentor* Oken (Protozoa, Ciliophora) and description of *S. araucanus* nov. spec. from South America lakes. *Journal of Plankton Research*, 16(3): 255-289.

Foissner, W., Blatterer, H., Berger, H. & Kohmann, F. 1991. *Taxonomische und Ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems Band I: Cyrtophorida, Oligotrichida, Hypotrichia, Colpodea*. Informationsberichte Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft. 471 p.

Foissner, W., Berger, H. & Kohmann, F. 1992. *Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiesystems. Band II. Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida*. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, München, Germany. 502 p.

Foissner, W., Berger, H. & Kohmann, F. 1994. *Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems: Band III, Hymenostomata, Prostomatida, Nassulida*. Informationsberichte Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft. 417 p.

Foissner, W., Berger, H. & Schaumburg, J. 1999. *Identification and ecology of limnetic plankton ciliates*. Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft. Munich. 793 p.

Foissner, W., Agatha, S. & Berger, H. 2002. Soil ciliates (Protozoa, Ciliophora) from Namibia (Southwest Africa), with emphasis on two contrasting environments, the Etosha Region and Namib desert. *Denisia*, 5: 1-1459.

Foissner, W., Chao, A. & Katz, L. A. 2008a. Diversity and geographic distribution of ciliates (Protista: Ciliophora). *Biodiversity and Conservation*, 17: 345-363.

Foissner, W., Kusuoka, Y. & Shimano, S. 2008b. Morphology and gene sequence of *Levicoleps biwae* n. gen., n. sp. (Ciliophora, Prostomatida), a proposed endemic from the ancient lake Biwa, Japan. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 55(3): 185-200.

Fokin, S. I. 2010. *Paramecium* genus: biodiversity, some morphological features and the key to the main morphospecies discrimination. *Protistology* 6 (4): 227–235.

Fokin, S. I. & Chivilev, S. M. 2000. *Paramecium* morphometric analysis and taxonomy. *Acta Protozoologica*, 39(1): 1-14.

Fragoso-Servón, P. & Pereira-Corona, A. 2018. Suelos y karst, origen de inundaciones y hundimientos en Chetumal, Quintana Roo, México. *European Scientific Journal*, 14(14): 33-52.

Gaedke, U. & Wickham, S. A. 2004. Ciliate dynamics in response to changing biotic and abiotic conditions in a large, deep lake (Lake Constance). *Aquatic Microbial Ecology*, 34(3): 247-261.

Galal, M. A. 2018. Field studies on the protozoan distribution in Damietta and Rosetta branches of the River Nile, Egypt. *Journal of Egyptian Academic Society for Environmental Development. D, Environmental Studies*, 19(1): 33-41.

Galbraith, L. M. & Burns, C. W. 2010. Drivers of ciliate and phytoplankton community structure across a range of water bodies in southern New Zealand. *Journal of Plankton Research*, 32(3): 327-339.

Gates, M. A. & Lewg, U. T. 1984. Contribution of ciliated protozoa to the planktonic biomass in a series of Ontario lakes: quantitative estimates and dynamical relationships. *Journal of Plankton Research*, 6(3): 443-456.

Gischler, E., Gibson M. A. & Oschmann, W. 2008. Giant Holocene freshwater microbialites, Laguna Bacalar, Quintana Roo, Mexico. *Sedimentology*, 55: 1293-1309.

Gischler, E., Golubic, S., Gibson, M. A., Oschmann, W. & Hudson, J. H. 2011. Microbial mats and microbialites in the freshwater Laguna Bacalar, Yucatan Peninsula, México. *En: Advances in Stromatolite Geobiology*. Springer, Berlin Verlag Heidelberg. pp. 187-205.

González-Palma, C. A. 2016. Ciliados de tres cauces del parque estatal “Sierra de Tepetzotlan”, Estado de México, México: aspectos taxonómicos y de evaluación saprobia. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 76 p.

Google Earth Pro. Google LLC, 2021. Disponible en: <https://www.google.com/earth/versions/#earth-pro>, Acceso en: 2020-2021.

Grossart, H. P. & Simon, M. 1993. Limnetic macroscopic organic aggregates (lake snow): Occurrence, characteristics, and microbial dynamics in Lake Constance. *Limnology and Oceanography*, 38(3): 532-546.

Guhl, B. E., Finlay, B. J. & Schink, B. 1996. Comparison of ciliate communities in the anoxic hypolimnion of three lakes: general influence features and the influence of lake characteristics. *Journal of Plankton Research*, 18(3): 335-353.

Gutiérrez, J. C., Martín-González, A., Díaz, S., Amaro, F., Ortega, R., Gallego, A. & De Lucas, M. P. 2008. Ciliates as cellular tools to study the eukaryotic cell-heavy metal interactions *In*: Brown, S. E. & Welton, W. C. (Eds.), *Heavy metal pollution*, Nova Science Publishers, Inc: 1-44.

Hammer, Ø., Harper, D. A. T. & Ryan, P. D. 2001. PAST: Paleontological statistics software package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica*, 4(1): 1-9.

Hausmann, K., Hülsmann, N. & Radek, R. 2003. Protistology. E. Schweizerbart'sche Verlagsbuchhandlung, Berlin, Germany. pp. 99-124.

Hernández-Anaya, M. 1981. Ciliados de una laguneta de los medianos cercanos al puerto de Veracruz. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México, 105 p.

Herrera-Sansores, J. C. & Heredia-Escobedo, J. D. 2011. Recursos Hídricos, Hidrología superficial. *En*: Pozo, C., N. Armijo-Canto, Calmé, S. (Eds.). *Riqueza Biológica de Quintana Roo. Un análisis para su conservación*, Tomo 1. El Colegio de la Frontera Sur (Ecosur), Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad (Conabio), Gobierno del Estado de Quintana Roo y Programa de Pequeñas Donaciones (PPD). México, Ciudad de México. pp. 42-49.

Hodell, D. A., Quinn, R. L., Brenner, M. & Kamenov, G. 2004. Spatial variation of strontium isotopes ($^{87}\text{Sr}/^{86}\text{Sr}$) in the Maya region: a tool for tracking ancient human migration. *Journal of Archaeological Science*, 31(5): 585-601.

Holen, D. A. 2000. The relative abundance of mixotrophic and heterotrophic ciliates in an oligotrophic lake. *Archiv für Hydrobiologie*, 150(1): 1-15.

Hoshina, R., Tsukii, Y., Harumoto, T. & Suzaki, T. 2021. Characterization of a green *Stentor* with symbiotic algae growing in an extremely oligotrophic environment and storing large amounts of starch granules in its cytoplasm. *Scientific Reports*, 11(1): 1-14.

Hu, X. 2014. Ciliates in extreme environments. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 61(4): 410-418.

Instituto Nacional de Estadística Geografía e Informática, INEGI. 2002. Estudio Hidrológico del Estado de Quintana Roo, México. 43 p.

Iriberry, J., Ayo, B., Santamaria, E., Barcina, I. & Egea, L. 1995. Influence of bacterial density and water temperature on the grazing activity of two freshwater ciliates. *Freshwater Biology*, 33(2): 223-231.

Jeppesen, E., Lauridsen, T. L., Mitchell, S. F., Christoffersen, K. & Burns, C. W. 2000. Trophic structure in the pelagial of 25 shallow New Zealand lakes: changes along nutrient and fish gradients. *Journal of Plankton Research*, 22(5): 951-968.

Johnson, D. B., Beddows, P. A., Flynn, T. M. & Osburn, M. R. 2018. Microbial diversity and biomarker analysis of modern freshwater microbialites from Laguna Bacalar, Mexico. *Geobiology*, 16(3): 319-337.

Kamjunke, N., Vogt, B. & Woelfl, S. 2009. Trophic interactions of the pelagic ciliate *Stentor* spp. in North Patagonian lakes. *Limnologia*, 39(2): 107-114.

Kattar, M. R. 1970. Estudo dos protozoários ciliados psamófilos do litoral brasileiro. *Boletim de Zoologia e Biologia Marinha (Nova Série)*, 27: 123-206.

Khlebovich, T. V. 2010. Structural and trophic characteristics of protozoan plankton in a subarctic Lake (Northern Karelia). *Inland Water Biology*, 3(3): 260-265.

Kimmance, S. A., Atkinson, D. & Montagnes, D. J. 2006. Do temperature–food interactions matter? Responses of production and its components in the model heterotrophic flagellate *Oxyrrhis marina*. *Aquatic Microbial Ecology*, 42(1): 63-73.

Kondrateva, T., Nikonenkova, T. & Stepanova, N. 2019. Using cilioplankton as an indicator of the ecological condition of aquatic ecosystems. *Geosciences*, 9(464): 1-14.

Kreutz, M. & Foissner, W. 2006. The sphagnum ponds of Simmelried in Germany: A biodiversity hot-spot for microscopic organisms. *Protozoological Monographs*, 3: 1-267.

Küppers, G. C. & Claps, M. C. 2012. Freshwater ciliates (Protozoa, Ciliophora) from Argentina: an annotated and updated compilation. In: Devarajan-Thangadurai., Sangeetha-

Jayabalan., Busso, C. A. & Abarca-Arena, L. G. (Eds.). *Frontiers in Biodiversity Studies*. IK International Publishing House, New Delhi and Bangalore, India: 61-100.

Lackey, J. B. 1938. A study of some ecologic factors affecting the distribution of protozoa. *Ecological Monographs*, 8(4): 502-527.

Laybourn-Parry, J. & Walton, M. 1998. Seasonal heterotrophic flagellate and bacterial plankton dynamics in a large oligotrophic lake—Loch Ness, Scotland. *Freshwater Biology*, 39(1): 1-8.

Laybourn-Parry, J., Walton, M., Young, J., Jones, R. I. & Shine, A. 1994. Protozooplankton and bacterioplankton in a large oligotrophic lake—Loch Ness, Scotland. *Journal of Plankton Research*, 16(12): 1655-1670.

Laybourn-Parry, J., Bell, E. M. & Roberts, E. C. 2000. Protozoan growth rates in Antarctic lakes. *Polar Biology*, 23(7): 445-451.

Lee, J. W. 1942a. The effect of pH on food-vacuole formation in *Paramecium*. *Physiological Zoology*, 15(4): 459-465.

Lee, J. W. 1942b. The effect of temperature on food-vacuole formation in *Paramecium*. *Physiological Zoology*, 15(4): 453-458.

Lobban, C. S. & Schefter, M. 2008. Freshwater biodiversity of Guam. 1. Introduction, with new records of ciliates and a heliozoan. *Micronesica*, 40(1-2): 273-293.

Lobban, C. S., Hallam, S. J., Mukherjee, P. & Jacob W. Petrich, J. W. 2007. Photophysics and multifunctionality of hypericin-like pigments in heterotrich ciliates: A phylogenetic perspective. *Photochemistry and Photobiology*, 83: 1074–1094.

Lom, J. & Laird, M. 1969. Parasitic protozoa from marine and euryhaline fish of Newfoundland and New Brunswick. I. Peritrichous ciliates. *Canadian Journal of Zoology*, 47(6): 1367-1380.

López-Ochoterena, E. 1965. Ciliados mesosapróbicos de Chapultepec (Sistemática, morfología, ecología). *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 26: 115-246.

López-Ochoterena, E. & Rouré-Cané, M. T. 1970. Lista taxonómica comentada de protozoarios de vida libre de México. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 31: 23-68.

Lugo-Vázquez, A. 1993. Estudio de las comunidades litorales de protozoarios en seis lagos cráter del estado de Puebla, mediante el método de colonización de sustratos artificiales. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 76 p.

Lugo, A., Alcocer, J., del Rosario Sanchez, M. & Escobar, E. 1998. Littoral protozoan assemblages from two Mexican hyposaline lakes. *Hydrobiologia*, 381(1): 9-13.

Lynn, D. H. 2008. *The Ciliated Protozoa. Characterization, classification, and guide to the literature*. Springer, New York. 605 p.

Lynn, D. H. 2016. *Ciliophora*. In: Archibald, J. M., Simpson, G. B. A. & Slamovits, C. H. (Eds.). *Handbook of the Protists, Springer International Publishing*. pp. 1–52.

Macek, M., Callieri, C., Simek, K. & Lugo-Vázquez, A. 2006. Seasonal dynamics, composition and feeding patterns of ciliate assemblages in oligotrophic lakes covering a wide pH range. *Archiv Fur Hydrobiologie*, 166(2): 261-287.

Macek, M., Pestova, D. & Martinez Perez, M. E. 2008. Seasonal and spatial dynamics of a ciliate assemblage in a warm-monomictic Lake Alchichica (Puebla, Mexico). *Hidrobiologica*, 18: 25-35.

Madoni, P. 1989. Community structure of the microzoobenthos in Lake Suviana (Tusco-Emilian Apennines). *Bolletino di Zoologia*, 56(2): 159-165.

Madoni, P. 1991. Community structure and distribution of ciliated protozoa in a freshwater pond covered by *Lemna minor*. *Bolletino di Zoologia*, 58(3): 273-279.

Madoni, P. & Braghiroli, S. 2007. Changes in the ciliate assemblage along a fluvial system related to physical, chemical and geomorphological characteristics. *European Journal of Protistology*, 43: 67-75.

Madoni, P. & Sartore, F. 2003. Long-term changes in the structure of ciliate communities in a small isolated pond. *Italian Journal of Zoology*, 70(4): 313-320.

Madoni, P. & Uluhogian, F. 1997. Ciliated protozoa of a geothermal sulphur spring. *Hydrobiologia*, 353(1-3): 161-170.

Madoni, P., Davoli, D., Gorbi, G. & Vescovi, L. 1996. Toxic effect of heavy metals on the activated sludge protozoan community. *Water Research*, 30(1): 135-141.

Madrazo-Garibay, M. & López-Ochoterena, E. 1982. Segunda lista taxonómica comentada de protozoarios de vida libre de México. *Revista Latinoamericana de Microbiología*, 24: 281-295.

Maguire J. B. & Belk, D. 1967. *Paramecium* transport by land snails. *The Journal of Protozoology*, 14(3): 445-447.

Mansano, A. S., Hisatugo, K. F., Leite, M. A., Luzia, A. P. & Regali-Selegim, M. H. 2013. Seasonal variation of the protozooplanktonic community in a tropical oligotrophic environment (Ilha Solteira reservoir, Brazil). *Brazilian Journal of Biology*, 73(2): 321-330.

Mariño-Pérez, R., Macip-Ríos, R. & Mayén-Estrada, R. 2018. First record of *Orbopercularia lichtensteini* (Peritrichia: Operculariidae) attached to a hemipteran, *Corisella edulis* (Nepomorpha: Corixidae), in Hidalgo, Mexico, with notes on its cytology and distributional patterns. *Journal of Natural History*, 52(31-32): 2055-2070.

Martínez-Murillo, M. E. & Aladro-Lubel, M. A. 1994. Ciliados asociados al pasto marino *Halodule beaudettei* en la Laguna de Tamiahua, Veracruz, México. *Anales del Instituto de Biología. Serie Zoología*, 65(1): 11-18.

Mayén-Estrada, R., Reyes-Santos, M. & Aguilar-Aguilar, R. 2014. Biodiversidad de Ciliophora en México. *Revista Mexicana de Biodiversidad, Supl.* 85: 34-43.

Méndez-Sánchez, D. 2014. Ciliados de vida libre (Protozoa, Ciliophora) del humedal Atarasquillo Lerma, Estado de México. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Autónoma del Estado de México. México. 80 p.

Méndez-Sánchez, D. 2017. Estudio taxonómico de ciliados de vida libre (Alveolata: Ciliophora) en cuerpos de agua dulce de dos regiones biogeográficas de México. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 164 p.

Méndez-Sánchez, D., Mayén-Estrada, R., Luo, X. & Hu, X. 2018. A new subspecies of *Oxytricha granulifera* (Hypotrichia: Oxytrichidae) from Mexico, with notes on its morphogenesis and phylogenetic position. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 65(3): 357-371.

Menéndez, M., Martínez, M., Hernández, O. & Comín, F. A. 2001. Comparison of leaf decomposition in two Mediterranean rivers: a large eutrophic river and an oligotrophic stream (S Catalonia, NE Spain). *International Review of Hydrobiology: A Journal Covering all Aspects of Limnology and Marine Biology*, 86(4-5): 475-486.

Miao, W., Yu, Y., Shen, Y. & Zhang, X. 2004. Intraspecific phylogeography of *Carchesium polypinum* (Peritrichia, Ciliophora) from China, inferred from 18S-ITS1-5.8 S ribosomal DNA. *Science in China Series C: Life Sciences*, 47(1): 11-17.

Mieczan, T. 2009. Ciliates in *Sphagnum* peatlands: vertical micro-distribution, and relationships of species assemblages with environmental parameters. *Zoological Studies*, 48(1): 33-48.

Mieczan, T. 2010. Periphytic ciliates in three shallow lakes in Eastern Poland: a comparative study between a phytoplankton-dominated lake, a phytoplankton-macrophyte lake and a macrophyte dominated lake. *Zoological Studies*, 49(5): 589-600.

Modenutti, B. E. & Balseiro, E. G. 2002. Mixotrophic ciliates in an Andean lake: dependence on light and prey of an *Ophrydium naumanni* population. *Freshwater Biology*, 47(1): 121-128.

Modenutti, B. E. & Pérez, G. L. 2001. Planktonic ciliates from an oligotrophic south Andean lake, Morenito lake (Patagonia, Argentina). *Brazilian Journal of Biology*, 61(3): 389-395.

Modenutti, B., Queimaliños, C., Balseiro, E. & Reissig, M. 2003. Impact of different zooplankton structures on the microbial food web of a South Andean oligotrophic lake. *Acta Oecologica*, 24: S289-S298.

Montagnes, D. J. S. & Lynn, D. H. 1993. A quantitative protargol stain (QPS) for ciliates and other protists. In: Kemp, P. F., Sherr, B. F., Sherr, E. B. & Cole, J. J. (Eds.), *Handbook of Methods in Aquatic Microbial Ecology*, CRC Press: 229-240.

Montes-Ortiz, L. & Elias-Gutierrez, M. 2018. Faunistic survey of the zooplankton community in an oligotrophic sinkhole, Cenote Azul (Quintana Roo, Mexico), using different sampling methods, and documented with DNA barcodes. *Journal of Limnology*, 77(3): 428-440.

Moore, M. V., De Stasio Jr, B. T., Huizenga, K. N. & Silow, E. A. 2018. Trophic coupling of the microbial and the classical food web in Lake Baikal, Siberia. *Freshwater Biology*, 64(1): 138-151.

Moreno, C. E. 2001. *Métodos para medir la biodiversidad*. M&T–Manuales y Tesis SEA, V. 1. Zaragoza, España. 84 p.

Negreiros, O. P., Segovia, B. T., Lansac-Tôha, F. M., Meira, B. R. D., Buosi, P. R. B., Cabral, A. F., Silva, S. H., Lansac-Tôha, F. A. & Velho, L. F. M. 2017. Structure and dynamic of planktonic ciliate community in a large Neotropical river: the relevance of the pluviosity and tributaries in the biodiversity maintenance. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 29. 1-17.

Noland, L. E. 1925. A review of the genus *Coleps* with descriptions of two new species. *Transactions of the American Microscopical Society*, 44(1): 3-13.

Norris, R. D. 1996. Symbiosis as an evolutionary innovation in the radiation of Paleocene planktic foraminifera. *Paleobiology*, 22(4): 461-480.

Oliva-Rivera, J. J., Ocaña, F. A., Jesús-Navarrete, A. D., Jesús-Carrillo, R. M. D. & Vargas-Espósitos, A. A. 2016. Reproducción de *Pomacea flagellata* (Mollusca: Ampullariidae) en la Laguna de Bacalar, Quintana Roo, Mexico. *Revista de Biología Tropical*, 64(4): 1643-1650.

Olmo-Rísquez, J. L. 1998. Diversidad local y global de los protozoos ciliados de hábitats de agua dulce. Tesis Doctoral. Facultad de Biología, Universidad Complutense de Madrid, España. 108 p.

Packroff, G. 2000. Protozooplankton in acidic mining lakes with special respect to ciliates. *Hydrobiologia*, 433(1): 157-166.

Patterson, D. J. & Hedley, S. 1998. *Free-living freshwater protozoa. A color guide*. Manson Pub., Barcelona, España. 223 p.

Pérez, L., Bugja, R., Lorenschat, J., Brenner, M., Curtis, J., Hoelzmann, P., Islebe, G., Scharf, B. & Schwalb, A. (2011). Aquatic ecosystems of the Yucatan peninsula (Mexico), Belize, and Guatemala. *Hydrobiologia*, 661(1): 407-433.

Perry, E., Velazquez-Oliman, G. & Marin, L. 2002. The hydrogeochemistry of the karst aquifer system of the northern Yucatan Peninsula, Mexico. *International Geology Review*, 44(3): 191-221.

Pestová, D., Macek, M. & Martínez-Pérez, M. E. 2008. Ciliates and their picophytoplankton-feeding activity in a high-altitude warm-monomictic saline lake. *European Journal of Protistology*, 44(1): 13-25.

Petz, W., Valbonesi, A., Schiftner, U., Quesada, A. & Ellis-Evans, C. 2007. Ciliate biogeography in Antarctic and Arctic freshwater ecosystems: endemism or global distribution of species?. *FEMS Microbial Ecology*, 59: 396-408.

Pfister, G., Auer, B. & Arndt, H. 2002. Pelagic ciliates (Protozoa, Ciliophora) of the different brackish and freshwater lakes – a community analysis at the species level. *Limnologica*, 32: 147-168.

Potekhin, A. & Mayén-Estrada, R. 2020. *Paramecium* diversity and a new member of the *Paramecium aurelia* species complex described from Mexico. *Diversity*, 12(5): 197.

Quevedo, M., Viesca, L., Anadón, R. & Fernández, E. 2003. The protistan microzooplankton community in the oligotrophic north-eastern Atlantic: large-and mesoscale patterns. *Journal of Plankton Research*, 25(5): 551-563.

Ramírez de Guerrero, A. 1970. Sistemática y morfología de algunas especies de protozoarios del estado de Puebla, México. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 31: 69-94.

Ramírez-Ballesteros, M. & Mayén-Estrada, R. 2019. Suctorians (Ciliophora: Suctoria) as epibionts of decapods of families Cambaridae and Pseudothelphusidae. *Zootaxa*, 4648(2): 384-392.

Röttger, R., Knight, R., & Foissner, W. 2009. Protozoological Monographs Vol 4, A Course in Protozoology. Shaker Verlag, Aachen., Germany. 259 p.

Sámamo, B. A. & Sokoloff, D. 1931. La Flora y Fauna de aguas dulces del Valle de México. *Monografías del Instituto de Biología México*, 1: 5-49.

Sánchez-Medina, X., Macek, M., Bautista-Reyes, F., Perz, A., Bonilla Lemus, P. & Chavez Arteaga, M. 2016. Inter-annual ciliate distribution variation within the late stratification oxycline in a monomictic lake, Lake Alchichica (Mexico). *Journal of Limnology*, 75(1): 179-190.

Sanders, R. W., Macaluso, A. L., Sardina, T. J. & Mitchell, D. L. 2005. Photoreactivation in two freshwater ciliates: differential responses to variations in UV-B flux and temperature. *Aquatic Microbial Ecology*, 40(3): 283-292.

Santhakumari, V. & Gopalan, U. K. 1980. The protozoan associates of some crustaceans. *Mahasagar*, 13(2): 125-131.

Schmitter-Soto, J. J. 1996. Catálogo de los peces continentales de Quintana Roo. San Cristóbal de las Casas: El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Chetumal, México. 227 p.

Selim, H. M., Imai, S., Yamato, O., El kabbany, A., Kiroloss, F. & Maede, Y. 1996. Comparative study of rumen ciliates in buffalo, cattle and sheep in Egypt. *Journal of Veterinary Medical Science*, 58(8): 799-801.

Senler, N. G. & Yildiz, I. 2004. Faunistic and morphological studies on ciliates (Protozoa: Ciliophora) from a small pond, with responses of ciliate populations changing environmental conditions. *Turkish Journal of Zoology*, 28: 245-265.

Sigala-Regalado, I. 2008. Registro protozoológico en cinco biotopos de la cueva de los Riscos, Querétaro, México. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México. 116 p.

Sigala-Regalado, I. 2011. Diversidad de protozoos ciliados en cinco biotopos de cuevas de México. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México. 150 p.

Sigala-Regalado, I., Mayén-Estrada, R. & Morales-Malacara, J. B. 2011. Spatial and temporal distribution of protozoa at Cueva de los Riscos, Querétaro, México. *Journal of Cave and Karst Studies*, 73(2): 55-62.

Silva-Reyes, C. A. 2008. Evaluación comparativa de la capacidad depredadora de *Paramecium multimicronucleatum* y *Rotatoria rotatoria* sobre poblaciones de enterobacterias. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México. 61 p.

Silver, M. W., Gowing, M. M., Brownlee, D. C. & Corliss, J. O. 1984. Ciliated protozoa associated with oceanic sinking detritus. *Nature*, 309: 246-248.

Simek, K., Jürgens, K., Nedoma, J., Comerma, M. & Armengol, J. 2000. Ecological role and bacterial grazing of Halteria spp.: small freshwater oligotrichs as dominant pelagic ciliate bacterivores. *Aquatic Microbial Ecology*, 22(1): 43-56.

Siqueiros-Beltrones, D. A., Argumedo-Hernández, U. & Hernández-Almeida, O. U. 2013. Diagnósis prospectiva sobre la diversidad de diatomeas epilíticas en la Laguna Bacalar, Quintana Roo, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad*, 84: 865-875.

Smurov, A. O. & Fokin, S. I. 1999. Resistance of Paramecium species (Ciliophora, Peniculia) to salinity of environment. *Protistology*, 1(1): 43-53.

Sonntag, B., Posch, T., Klammer, S., Teubner, K. & Psenner, R. 2006. Phagotrophic ciliates and flagellates in an oligotrophic, deep, alpine lake: contrasting variability with seasons and depths. *Aquatic Microbial Ecology*, 43(2): 193-207.

Sonntag, B., Summerer, M. & Sommaruga, R. 2011a. Are freshwater mixotrophic ciliates less sensitive to solar ultraviolet radiation than heterotrophic ones?. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 58(3): 196-202.

Sonntag, B., Summerer, M. & Sommaruga, R. 2011b. Factors involved in the distribution pattern of ciliates in the water column of a transparent alpine lake. *Journal of Plankton Research*, 33(3): 541-546.

Stoeck, T., Bruemmer, F. & Foissner, W. 2007. Evidence for local ciliate endemism in an alpine anoxic lake. *Microbial Ecology*, 54(3): 478-486.

Stoecker, D. K., Johnson, M. D., de Vargas, C. & Not, F. 2009. Acquired phototrophy in aquatic protists. *Aquatic Microbial Ecology*, 57(3): 279-310.

Stout, J. D. 1956. Reaction of ciliates to environmental factors. *Ecology*, 37(1): 178-191.

Syberg-Olsen, M. J., Irwin, N. A., Vannini, C., Erra, F., Di Giuseppe, G., Boscaro, V. & Keeling, P. J. 2016. Biogeography and character evolution of the ciliate genus *Euplotes* (Spirotrichea, Euplotia), with description of *Euplotes curdsi* sp. nov. *PloS one*, 11(11): 1-18.

Taher, M. A., Kabir, A. S., Shazib, S. U. A., Kim, M. S. & Shin, M. K. 2020. Morphological redescriptions and molecular phylogeny of three *Stentor* species (Ciliophora: Heterotrichea: Stentoridae) from Korea. *Zootaxa*, 4732(3): 435-452.

Takamura, N., Shen, Y. & Xie, P. 2000. Species richness of protozoa in Japanese lakes. *Limnology*, 1: 91-106.

Telesh, I. V., Golubkov, S. M. & Alimov, A. F. 2008. The Neva estuary ecosystem. In: Schiewer, U. (ed.). *Ecology of Baltic coastal Waters, Ecological Studies 197*, Springer-Verlag, Berlin. pp. 259-284.

Tirjaková, E. & Vďačný, P. 2005. Ciliate communities (Protozoa, Ciliophora) in tree-holes and influence of selected environmental factors on their structure. *Ekológia (Bratislava)*, 24 (Supl. 2): 20-36.

Tirjaková, E., Botliková, S. & Vďačný, P. 2015. Checklist and distribution of ciliates from the family Euplotidae Ehrenberg, 1838 (Protista: Ciliophora: Spirotrichea) in Slovakia, Central Europe. *Zootaxa*, 3920(2): 343-365.

Vaerewijck, M. J., Sabbe, K., Baré, J. & Houf, K. 2011. Occurrence and diversity of free-living protozoa on butterhead lettuce. *International Journal of Food Microbiology*, 147(2): 105-111.

Varela, Á. A. R. & Argueta, G. M. 2014. Ciclo de vida turístico de Bacalar, pueblo mágico, Quintana roo. *Teoría y Praxis*, (15), 96-120.

Velho, L. F. M., Pereira, D. G., Pagioro, T. A., Santos, V. D., Perenha, M. C. Z. & Lansac-Toha, F. A. 2005. Abundance, biomass and size structure of planktonic ciliates in reservoirs with distinct trophic states. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 17(4): 361-371.

Velho, L. F. M., Lansac-Toha, P. R., Bressan B., Ramos de Meira, B., Cabral, A. F. & Lansac-Toha, F. A. 2013. Structure of planktonic ciliates community (Protist, Ciliophora) from an urban lake of southern Brazil. *Acta Scientiarum*, 35(4): 531-539.

Weisse, T. 2006. Freshwater ciliates as ecophysiological model organisms-lessons from Daphnia, major achievements, and future perspectives. *Archiv fur Hydrobiologie*, 167(1-4): 371-402.

Weisse, T. & Stadler, P. 2006. Effect of pH on growth, cell volume, and production of freshwater ciliates, and implications for their distribution. *Limnology and Oceanography*, 51(4): 1708-1715.

Weisse, T., Karstens, N., Meyer, V. C., Janke, L., Lettner, S. & Teichgräber, K. 2001. Niche separation in common prostome freshwater ciliates: the effect of food and temperature. *Aquatic Microbial Ecology*, 26(2): 167-179.

Weisse, T., Stadler, P., Lindström, E. S., Kimmance, S. A. & Montagnes, D. J. 2002. Interactive effect of temperature and food concentration on growth rate: a test case using the small freshwater ciliate *Urotricha farcta*. *Limnology and Oceanography*, 47(5): 1447-1455.

Wichterman, R. 1986. Classification and Species of *Paramecium*. In: *The Biology of Paramecium* Springer, Boston, Massachusetts: 1-62.

Xu, M., Cao, H., Xie, P., Deng, D., Feng, W. & Xu, J. 2005. Use of PFU protozoan community structural and functional characteristics in assessment of water quality in a large, highly polluted freshwater lake in China. *Journal of Environmental Monitoring*, 7: 670-674.

Xu, H., Jiang, Y., Al-Rasheid, K. A., Al-Farraj, S. A. & Song, W. 2011. Application of an indicator based on taxonomic relatedness of ciliated protozoan assemblages for marine environmental assessment. *Environmental Science and Pollution Research*, 18(7): 1213-1221.

Yang, Z., Lowe, C. D., Crowther, W., Fenton, A., Watts, P. C. & Montagnes, D. J. 2012. Strain-specific functional and numerical responses are required to evaluate impacts on predator-prey dynamics. *The ISME Journal*, 7(2): 405-416.

Yasindi, A. W., Taylor, W. D. & Lynn, D. H. 2007. The community composition and biomass of pelagic ciliated protozoa in East African lakes. *African Journal of Aquatic Science*, 32(2): 175-183.

Yi, Z., Song, W., Clamp, J. C., Chen, Z., Gao, S. & Zhang, Q. 2009. Reconsideration of systematic relationships within the order Euplotida (Protista, Ciliophora) using new sequences of the gene coding for small-subunit rRNA and testing the use of combined data sets to construct phylogenies of the Diophrys-complex. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 50(3): 599-607.

Yih, W., Kim, H. S., Jeong, H. J., Myung, G. & Kim, Y. G. 2004. Ingestion of cryptophyte cells by the marine photosynthetic ciliate *Mesodinium rubrum*. *Aquatic Microbial Ecology*, 36(2): 165-170.

Yongue, W. H. & Cairns, J. 1971. Colonization and succession of fresh-water protozoans in polyurethane foam suspended in a small pond in North Carolina. *Notulae Naturae*, 443: 1-13.

Zingel, P., Huitu, E., Makela, S. & Arvola, L. 2002. The abundance and diversity of planktonic ciliates in 12 boreal lakes of varying trophic state. *Archiv für Hydrobiologie*, 155: 315-332.

Zingel, P., Agasild, H., Noges, T. & Kisand, V. 2007. Ciliates are the dominant grazers on pico-and nanoplankton in a shallow, naturally highly eutrophic lake. *Microbial Ecology*, 53(1): 134-142.

ANEXO

COMPILACIÓN DE DATOS TAXONÓMICOS, HÁBITAT, ECOLOGÍA Y DISTRIBUCIÓN DE TRES ESPECIES DE CILIADOS

NOTA: Para la distribución geográfica se excluyeron los registros de sinónimos, variedades y cepas que no indicaban los datos geográficos. Se consultaron los datos en ambiente dulceacuícola, salobre, marino, terrestre, epibiontes de crustáceos, incluyendo aquellos que no indicaban el tipo de ambiente, pero si la localidad. Se indicó con un * si el dato correspondía a un enfoque taxonómico, ecológico y/o genético molecular y ** para listados taxonómicos recopilatorios.

1.1: *Stentor coeruleus* (Pallas, 1766) Ehrenberg, 1830.

Consideraciones citológicas

Especie con forma de embudo o trompeta cuando está extendido, las células contraídas o moviéndose libremente presentan forma de pera invertida; con extremo apical ancho y extendido, antapical delgado, terminando en un disco basal con el que se fija al sustrato (López-Ochoterena, 1965); usualmente de 1000-2000 μm (mayor de 4 mm) de longitud (Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986; Kusch, 1998; Foissner *et al.*, 1992a, 1999; Warren *et al.*, 2017; Taher *et al.*, 2020).

El macronúcleo moniliforme con 6-20 nódulos macronucleares esféricos unidos entre sí por delgados puentes (López-Ochoterena, 1965; Foissner & Wölfl, 1994; Foissner *et al.*, 1992a, 1999; Taher *et al.*, 2020), el número de micronúcleos varía de 10 a 16 (14 en promedio) son esféricos, pequeños y compactos, cada uno con un diámetro de 2 μm , se encuentran a lo largo del macronúcleo aunque no poseen una posición fija (Raikhel *et al.*, 1981).

Presenta una coloración azul turquesa o verde azulado debido a un pigmento denominado estentorina que se localiza en bandas de gránulos entre las cinétidas (Kudo, 1946; Paulin & Bussey, 1971; Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986; Foissner & Wölfl, 1994; Foissner *et al.*, 1992a, 1999; Lobban *et al.*, 2007; Aladro-Lubel *et al.*, 2009).

Lobban *et al.* (2007) señalaron que los gránulos de pigmento se encuentran bajo la membrana (comúnmente llamados gránulos corticales) o en el citoplasma alrededor del macronúcleo, el diámetro de los gránulos de pigmento es de 0.3-1.0 μm (Foissner *et al.*, 1992a; Kuhlmann, 1998; Miyake *et al.*, 2001). No posee algas verdes endosimbióticas (Foissner *et al.*, 1992a; Foissner & Wölfl, 1994), sin embargo, Fernández-Leborans &

Zaldumbide (1983) describieron una población de *S. coeruleus* con algas tipo *Chlorella* representando un registro aislado para la especie. Sosa-Márquez (2017) reportó que las células de *Chlorella vulgaris* pueden durar íntegras dentro de lisosomas en períodos de hasta siete días.

Célula con ciliatura somática uniforme (Paulin & Bussey, 1971; Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986), con 55-100 cinetias somáticas arregladas longitudinalmente (Foissner *et al.*, 1992a; Taher *et al.*, 2020). Ciliatura oral formada por una banda de membranelas denominada Zona Adoral de Membranelas (ZAM) que bordean el extremo anterior del vestíbulo, el extremo izquierdo de la ZAM se enrolla en sentido horario para formar parte del embudo bucal que conduce al citostoma (López-Ochoterena, 1965; Paulin & Bussey, 1971; Fernández-Leborans, 1982; Taher *et al.*, 2020), Fernández-Leborans (1982) observó que cada una de las membranelas de la ZAM está formada por un par de cinetias paralelas de igual longitud (cada membranela tiene una longitud media de 11.5 μm) sus dos cinetias están formadas por 30-35 cinetosomas, además posee de 20-25 cinetias peristomales verticales arregladas alrededor de la ZAM, el peristoma está conformado por 145-165 membranelas adorales (Taher *et al.*, 2020); presenta mionemas longitudinales que le permiten reducir su tamaño y ensancharse en la región posterior; con abundantes vacuolas alimenticias de 20-30 μm de diámetro (López-Ochoterena, 1965; Taher *et al.*, 2020). Vacuola contráctil ubicada en la región anterior izquierda de la cavidad oral detrás de la citofaringe (Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986; Taher *et al.*, 2020). Es una de las pocas especies de *Stentor* en formar un quiste de resistencia (Foissner, 2001).

En estudios de fotosensitividad *S. coeruleus* fue la primera especie modelo para estudiar la fototaxis en ciliados (Iwatsuki & Song, 1985; Kuhlmann, 1998). El pigmento estentorina muestra tres tipos de fotorespuestas al estímulo de luz visible. Cuando una célula encuentra un área iluminada este presenta una reacción repentina de evasión cambiando la dirección del movimiento (intensifica su respuesta fotofóbica), la especie también detecta la dirección de la luz (respuesta a la orientación fototáctica) se orienta a sí mismo respecto a la orientación de la luz y nada lejos de la fuente de luz (fototaxis negativa). Además *S. coeruleus* presenta cambios en la dirección del movimiento que dependen de la intensidad de luz (fotocinesis) (es la única especie conocida en presentar estos tres tipos de fotorespuestas) (Iwatsuki & Song, 1985; Kim *et al.*, 1990; Foissner & Wölfl, 1994; Foissner, 2001).

La estentorina posee propiedades tóxicas como una defensa química contra depredadores, puede extruir el pigmento para atacar y repeler a ciliados como *Dileptus*, dañándolo física y conductualmente, incluso el depredador puede morir al quedar atrapado en solución de toxina, sin embargo, el pigmento también puede dañar al propio organismo (Miyake *et al.*, 2001; Lobban *et al.*, 2007). Debido a su sensibilidad a la luz *S. coeruleus* debe permanecer habitando en ambientes con poca luz o en oscuridad para sobrevivir a la toxicidad de su propio pigmento (Lobban *et al.*, 2007).

La recombinación sexual ocurre por conjugación como en otros ciliados, la conjugación ha sido raramente observada (Kusch, 1998).

Stentor coeruleus ha sido útil para analizar la estructura y diversidad de las poblaciones de ciliados (Kusch, 1998), también como modelo de estudio del desarrollo celular, regeneración oral y nuclear en ciliados (Paulin & Bussey, 1971; Kelleher, 1977; Raikhel *et al.*, 1981).

1.1.1 ASPECTOS TAXONÓMICOS

Stentor coeruleus fue descrito por primera vez por Pallas (1766) como *Brachionus stentoreus* var. *coerulei* más tarde Ehrenberg (1831) realizó el cambio del género *Brachionus* a *Stentor* como *Stentor coeruleus*. Actualmente también es conocido como *S. attenuatus*, *S. sphaericus* y *S. striatus* debido a que se ha considerado que los datos taxonómicos proporcionados para describir estos organismos son insuficientes para reconocerlas como especies diferentes (Foissner & Wöfl, 1994; Taher *et al.*, 2020), sin embargo, Thamm *et al.* (2010) sugirieron que podrían existir especies que han sido reconocidas como *S. coeruleus* perteneciendo a otra especie. Respecto a los caracteres de importancia taxonómica Foissner *et al.* (1992a) consideraron que el tipo y número de nódulos macronucleares junto con los gránulos corticales que le proporcionan su coloración a *S. coeruleus*, son los caracteres más importantes para poder identificar organismos del género *Stentor*. En el Cuadro 17 se señalan algunos atributos de los individuos de *S. coeruleus* a nivel mundial.

Foissner & Wöfl (1994) propusieron que los principales caracteres taxonómicos a considerar son la presencia o ausencia de algas endosimbiontes, el tipo de macronúcleo y los gránulos corticales (con o sin pigmentación) y los caracteres menos importantes son la contractilidad, forma, talla, número de cinetias somáticas, filas peristomales y membranelas adorales.

Sin embargo Kumazawa (2002) sugirió que la bolsa bucal es un carácter taxonómico no considerado por Foissner & Wölfl (1994) que puede ser más importante que evaluar la presencia o ausencia de algas endosimbióticas, de igual manera Fernandes *et al.* (2014) sugirieron que evaluar la presencia o ausencia de algas endosimbióticas no debería ser empleado como un carácter taxonómico para identificar especies de *Stentor*, esto debido a que se ha comprobado que especies con presencia de algas pueden llegar a sobrevivir sin ellas (Figura 23).

Gong *et al.* (2007) sugirieron que la forma del macronúcleo es uno de los principales caracteres taxonómicos del género, debido a esto han sido identificadas especies similares en coloración y forma a *S. coeruleus* como *S. araucanus* Foissner & Wölfl, 1994 y *S. multiformis* (Müller, 1786) Ehrenberg, 1838.

Comparación de *Stentor coeruleus* con especies relacionadas.

***Stentor araucanus*:** poseen gránulos corticales color verde-azul difiere principalmente de *S. coeruleus* en la forma del macronúcleo siendo en *S. araucanus* vermiforme a nodular (Foissner & Wölfl, 1994; Foissner *et al.*, 1999) (Cuadro 18 y Figura 24A).

Stentor muelleri Ehrenberg, 1832: es similar debido a la forma de su macronúcleo de tipo nodular, sin embargo, la principal diferencia es que *S. muelleri* es incoloro, no presenta una bolsa bucal y además posee una lorica (Foissner *et al.*, 1992a; Foissner & Wölfl, 1994; Kumazawa, 2002; Taher *et al.*, 2020) (Cuadro 18 y Figura 24B).

***Stentor multiformis*:** es similar debido a que posee gránulos de color azul celeste o verde, además que no posee algas endosimbióticas, sin embargo se puede diferenciar de *S. coeruleus* porque esta especie es más pequeña (200-500), no posee bolsa bucal y además posee un macronúcleo elipsoidal simple (Foissner *et al.*, 1992a; Foissner & Wölfl, 1994; Kumazawa, 2002) (Cuadro 18 y Figura 24C).

También se reconocen especies que son similares en forma de macronúcleo a *S. coeruleus* como *S. polymorphus*.

Stentor polymorphus (Müller, 1773) Ehrenberg, 1830 : es similar a *S. coeruleus* debido a que presenta la misma forma celular, bolsa bucal y un macronúcleo moniliforme pero difieren debido a la presencia de algas simbiontes y de gránulos corticales incoloros en *S. polymorphus* (Foissner *et al.*, 1992a; Foissner & Wölfl, 1994; Kumazawa, 2002; Kadhim, 2013, Fernandes *et al.*, 2014) (Cuadro 18 y Figura 24D).

Basado en la presencia de algas endosimbiontes y pigmentos Gong *et al.* (2007) separaron a las especies de *Stentor* en cuatro grupos; 1) especies sin algas simbióticas o pigmentos, 2) especies con algas simbióticas y pigmentos, 3) especies con algas pero sin pigmentos y 4) especies sin algas pero con pigmentos, en esta última categoría se encuentra incluida *S. coeruleus*.

Han sido reportadas 13 especies de *Stentor* que carecen de algas endosimbióticas, entre estas solo *S. introversus* Tartar, 1958 y *S. pygmaeus* Ehrenberg, 1831 poseen pigmentos y un macronúcleo moniliforme como *Stentor coeruleus* (Taher *et al.*, 2020). Las especies pueden reconocerse debido a las siguientes características:

***Stentor pygmaeus* (*Stentor baicalius*):** forma una lorica alrededor de la región posterior de la célula, además presenta de cuatro a seis nódulos macronucleares mientras que en *S. coeruleus* la lorica está ausente y posee más de seis nódulos macronucleares (Tartar, 1958; Foissner & Wölfl, 1994; Kumazawa, 2002; Taher *et al.*, 2020) (Cuadro 18 y Figura 24E).

***Stentor introversus*:** es similar a *S. coeruleus* respecto a su apariencia (forma y color) y ausencia de una lorica. Sin embargo *S. coeruleus* se diferencia de *S. introversus* en la longitud de la célula (575-2000 μm vs 450-580 μm), el número de cinetias somáticas (55-100 vs 70-90), abertura bucal (presente vs ausente) y el número de nódulos macronucleares (6-20 vs 15-38) (Tartar 1958; Foissner & Wölfl, 1994; Kumazawa, 2002; Taher *et al.*, 2020). Además, en *S. introversus* el endoplasma presenta un color café-amarillo que no se encuentra presente en *S. coeruleus* (Foissner *et al.* 1992a; Tartar, 1958) (Cuadro 18 y Figura 24F).

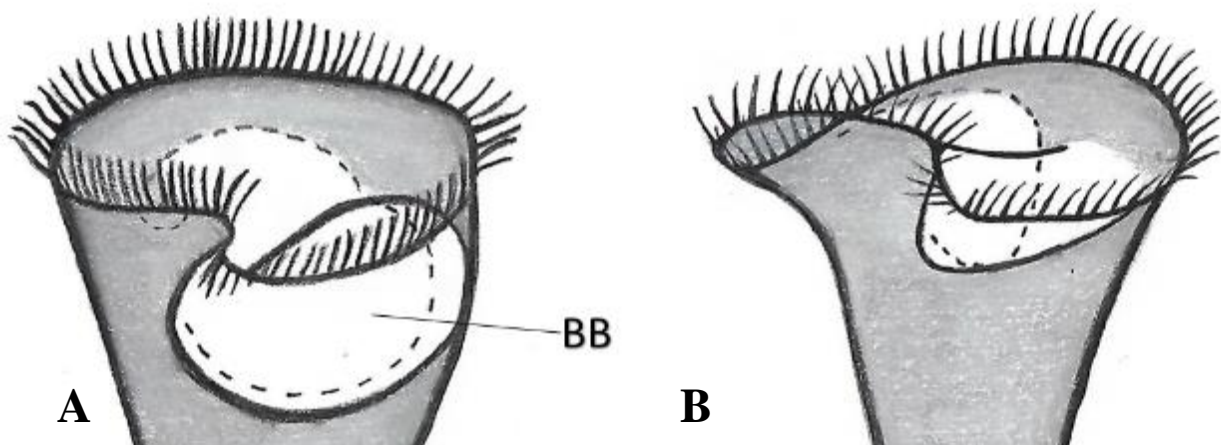


Figura 23. Morfología bucal de especies de *Stentor* A-B. A. Célula con bolsa bucal, B. Célula sin bolsa bucal. Abreviaturas: Bolsa bucal (BB).

Cuadro 17. Atributos de individuos de *Stentor coeruleus* a nivel mundial.

Fuente	Fernández-Leborans (1982)	Mahajan (1971)	Dragesco & Dragesco-Kernéis (1986).	Foissner et al. (1992a)	Senler & Yildiz (2004)	Taher et al. (2020)	Presente estudio
Color	Azul	Azul brillante	Azul	Azul verdoso	Turquesa	Verde azulado	Azul petróleo
Forma	Trompo	Trompeta	Trompeta	Embudo	--	Trompeta	Embudo a globular cuando esta contraído
Longitud CCC	Mayor 1,000	1,500	Menor a 2,000	1,000-2,000 (4,000)	240-735 (X= 410.70)	246.22-407.36 (X= 325.75)	321.2-511.0 (X= 397.12)
Ancho	--	--	--	--	105-155 (X= 127)	103.94-158.6 (X= 125.92)	146-175 (X= 157.6)
# de cinetias somáticas	48-66	--	--	55-100	--	54-65 (X= 58.2)	44-59 (X= 51.5)
# de cinetias orales	--	--	--	20-30	20-30 (X= 24.20)	20-25 (X= 22.8)	--
# de membranelas adorales	--	--	--	150	--	145-163 (X= 155.55)	--
# de micronúcleos	--	--	--	--	--	--	--
Longitud micronúcleos	--	--	--	--	--	--	--
# de nódulos macronucleares	6-14	7	--	6-20	9	6-12 (X= 8.4)	10-12
Longitud macronúcleo	31-57	--	--	--	10.0-18.0 (X= 12.88) X 6.0-12.0 (X= 8.63)	--	--
Diámetro vacuolas digestivas	--	--	--	--	--	--	--
Longitud vacuola contráctil	--	--	--	--	--	--	--
Localidad	Embalse la Santillana, Madrid, España.	Agua estancada, Rajasthan, India.	Dulceacuícola, Benín, Camerún, Uganda (África).	--	Estanque, fortaleza de Van, provincia de Van, Turquía.	Estanque Gyeongsangnam, Corea del Sur	Cenote Azul, complejo lagunar Bacalar, Quintana Roo

Todas las medidas se encuentran en μm , CCC= considera células contraídas X= Promedio, --= No disponible.

Cuadro 18. Comparación morfológica de *S. coeruleus* con especies relacionadas

Especie	<i>S. multiformis</i>	<i>S. araucanus</i>	<i>S. muelleri</i>	<i>S. polymorphus</i>	<i>S. introversus</i>	<i>S. baicalius</i> o <i>S. pygmaeus</i>	<i>S. coeruleus</i>
Fuente	Foissner <i>et al.</i> (1992a) y Foissner & Wöfl (1994).	Foissner & Wöfl (1994) y Foissner <i>et al.</i> (1999).	Foissner <i>et al.</i> (1992a), Foissner & Wöfl (1994) y Taher <i>et al.</i> (2020).	Dragesco & Dragesco-Kernéis (1986), Foissner <i>et al.</i> (1992a), Foissner & Wöfl (1994) y Fernandes <i>et al.</i> (2014).	Tartar (1958), Foissner & Wöfl (1994) y Taher <i>et al.</i> (2020).	Foissner & Wöfl (1994) y Taher <i>et al.</i> (2020).	Foissner <i>et al.</i> (1992a), Foissner & Wöfl (1994) y Taher <i>et al.</i> (2020).
Color	Azul celeste a verde azul mar	Verde azulado	Incoloro	Incoloro	Azul verdoso	Verde mar	Azul verdoso
Forma	Trompeta delgada o pera invertida	Jarrón, trompeta o cono inverso.	Trompeta delgada ligeramente curvado (presenta lorica).	Trompeta delgada, ligeramente curvado o pera invertida	Trompeta o pera invertida	De mazo (Club-shaped). (Presenta lorica).	Trompeta delgada, embudo o pera invertida
Longitud	200-500 (normalment e 250)	100-270 (x=216).	207-1000 (incluso 3mm)	850-2000	450 - 580	175-350	575-2000 (Hasta 4mm).
Ancho	--	80-200	--	120	135-288	--	105-160
# cinetias somáticas	34-45	60-71 (x=66)	30-82	40-100	70-90	--	55-100
Membranelas adóras	100-150	X= 150	110-225	140-200	--	--	Más de 150
# filas de cilios peristomales	6-9	8-15 (X=10)	20	14-50	--	--	20-30
Macronúcleo	Elipsoidal sencillo	Vermiforme a nodular (variable, a menudo como herradura).	Moniliforme	Moniliforme	Moniliforme	Moniliforme	Moniliforme
# Nódulos Ma	--	--	5-20	5-20	15-38	4-6	6-20
Gránulos corticales	Azul celeste o verde mar	Azul verdoso	Incoloros	Incoloros	Verde azulado	Verde mar	Azul o café verdoso
Longitud gránulos corticales	--	0.8-1.2	0.5	--	--	--	0.9-1
Bolsa bucal (Kumazawa, 2002).	A	--	A	P	A	--	P
Algas endosimbiontes	A	P (tipo <i>Chlorella</i>)	A	P (tipo <i>Chlorella</i> y <i>Mychonastes</i>)	A	A	A*
Ambiente	Dulceacuícola, marino y terrestre.	Dulceacuícola	Dulceacuícola y estuarios	Dulceacuícola	Dulceacuícola y estuario	Dulceacuícola a. Asociado a crustáceos.	Dulceacuícola

Todas las medidas se encuentran en µm, A= Ausente, P= Presente, --= Dato no disponible, *= registro aislado de algas tipo *Chlorella* por Fernández-Leborans & Zaldumbide (1983).

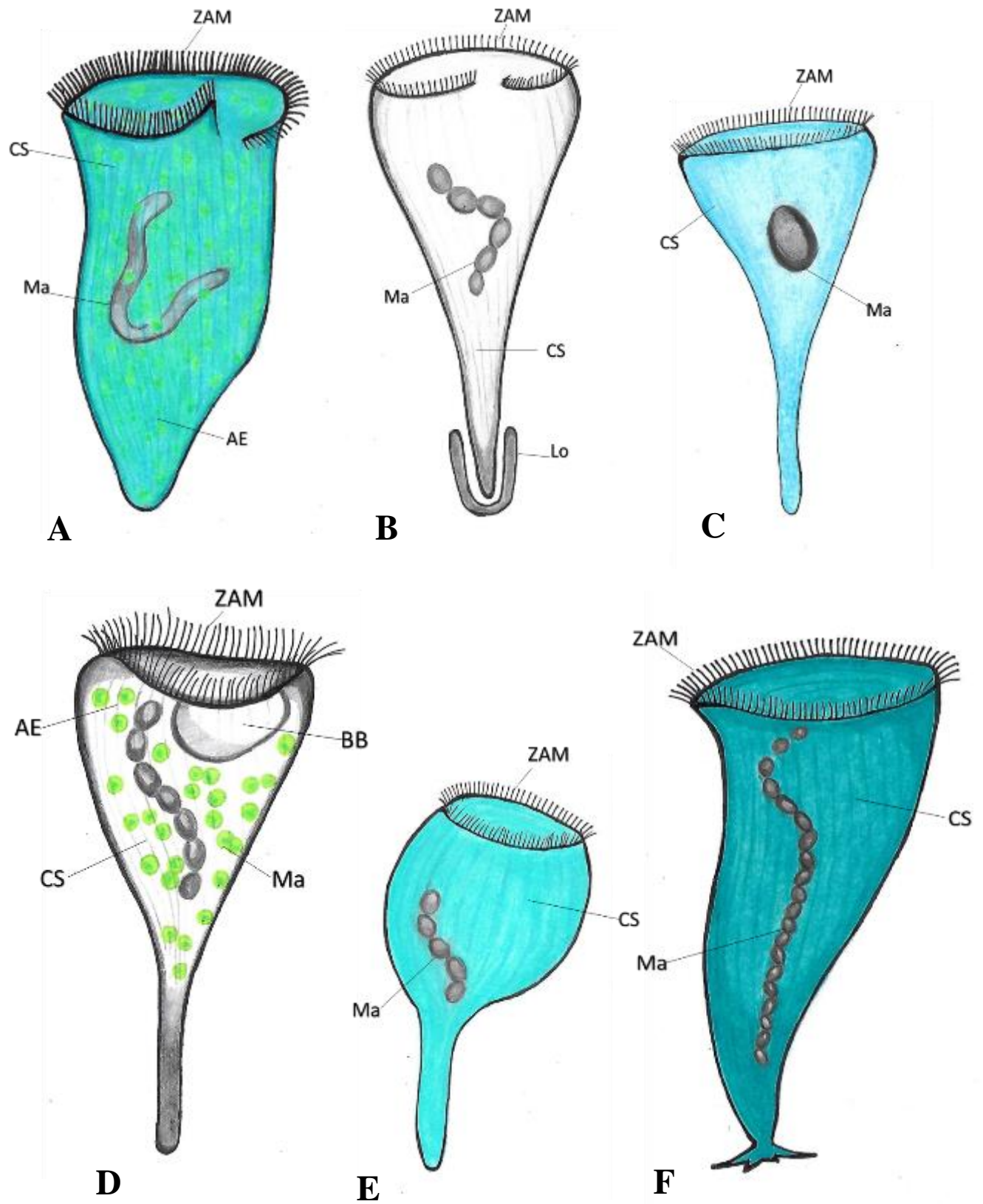


Figura 24. Morfología de especies similares a *Stentor coeruleus* A-F. A. *S. araucanus*, B. *S. muelleri*, C. *S. multiformis*, D. *S. polymorphus*, E. *S. pygmaeus*, y F. *S. introversus*. Abreviaturas: Algas endosimbiontes (AE), Bolsa bucal (BB), Cinetias somáticas (CS), Macronúcleo (Ma)⁹⁸, Lorica (Lo) y Zona adoral de membranelas (ZAM).

1.1.2 DISTRIBUCIÓN, ECOLOGÍA Y HÁBITAT ECOLOGÍA Y HÁBITAT

Stentor coeruleus es una especie que habita principalmente en ambientes dulceacuícolas, como organismo bentónico, planctónico y en el perifiton (Foissner & Berger, 1996; Foissner *et al.*, 1999; Taher *et al.*, 2020). Se ha observado en estanques permanentes, lagos y corrientes de flujo lento, anclados a vegetación sumergida, hojas en descomposición y detritos (López-Ochoterena, 1965; Foissner & Berger, 1996; Kusch, 1998). También ha sido registrado por Santhakumari & Gopalan (1980) en asociaciones con los crustáceos *Metapenaeus monoceros* y *Apseudes chilkenis* en ambientes salinos (es considerada una asociación casual que no produce ningún efecto dañino en el huésped), además ha sido reportado en ambientes terrestres como hierba en Inglaterra Chadwick (1961).

Stentor coeruleus se ha denominado como una especie omnívora que se alimenta por filtración (Lopez-Ochoterena, 1965; Foissner & Berger, 1996; Tirjaková *et al.*, 2016), sin embargo, Takamura *et al.* (2000) y Bick (1972) lo consideraron un organismo alguívoro y carnívoro y Alekperov & Mansimova (2017) bacterio-detritófago. Kusch (1998) mencionó que se alimenta principalmente de flagelados autotróficos. En experimentos controlados se ha podido comprobar que *S. coeruleus* es un depredador capaz de reducir la abundancia de *Philodina* sp. y *Spirostomum* sp. independientemente de la concentración de recursos (Cadotte, 2006). Sosa-Márquez (2017) registró que *S. coeruleus* mantiene una preferencia alimenticia por células de *Saccharomyces cerevisiae* sobre células de *Chlorella vulgaris* y *Euglena gracilis*, sin embargo, cuando se presentan *Chlorella* y *Euglena* en el aparato oral, *Euglena* es incluida en la bolsa oral mientras las células de *Chlorella* son retenidas en el exterior, aún considerando el mayor tamaño de las células de *Euglena*.

Es una especie abundante temporalmente con cambios en la estructura poblacional, con decrecimiento de la abundancia en verano en muchos estanques eutróficos y lagos (Kusch, 1998). Sin embargo, Méndez-Sánchez (2017) registró a esta especie en sólo una recolecta del fondo del manantial Tiacaque. *Stentor coeruleus* ha sido considerada una especie con crecimiento abundante en medios de cultivos (Tartar, 1958). Respecto a su tolerancia a la salinidad es clasificado como oligo-eurihalino (Foissner & Berger, 1996).

Klimek *et al.* (2012) comprobaron en ensayos que *Stentor coeruleus* es más sensible al amonio comparándolo con *Coleps hirtus*. Iannacone- Oliver *et al.* (2000) evaluaron el

efecto letal de los metales, cloruro de mercurio y arseniato de sodio en un ensayo de toxicidad con tres tiempos de exposición diferentes donde *S. coeruleus* resultó ser altamente sensible para ambos metales comparándolo con *Spirostomum ambigum*.

DISTRIBUCIÓN

La distribución geográfica de *Stentor coeruleus* en México se muestra en Figura 25.

Agua dulce

Chiapas: Méndez-Sánchez (2017*), Lagos ultraoligotróficos, Lago Tzisco y Lago Montebello, Parque Ecoturístico Natural Tzisco, Municipio la Trinitaria.

Ciudad de México: Sámano & Sokoloff (1931*), lago Xochimilco, Xochimilco; López-Ochoterena (1965*), López-Ochoterena & Roure-Cané (1970**), lago Chapultepec, Miguel Hidalgo y Aladro-Lubel *et al.* (2009*), estanques de la Cantera oriente, Coyoacán.

Estado de México: Méndez-Sánchez (2014*) y Méndez-Sánchez *et al.* (2018*), humedal Atarasquillo, municipio Lerma; Méndez-Sánchez (2017*), Lago Ocotál, parque estatal el Ocotál, municipio Timilpan y lago mesotrófico manantial Tiacaque, Santuario del agua manantiales de Tiacaque, municipio Jocotitlán y González-Palma (2016*), río del parque estatal Sierra de Tepotzotlán, Tepotzotlán.

Oaxaca: Méndez-Sánchez (2017*), Lago Analco, municipio San Juan Evangelista Analco y Presa la Azucena, municipio Tlalixtác de Cabrera.

Puebla: Lugo-Vázquez (1993*), lago Quechulac, Guadalupe Victoria.

Querétaro: Sosa-Márquez (2017*), Presa Juriquilla, Juriquilla y Velázquez-Medina *et al.* (2020*), presa El Cajón, Santiago de Querétaro.

Valle de México: López-Ochoterena, (1964*).

La distribución geográfica mundial se muestra en la Figura 26.

Agua dulce

Alemania: Foissner *et al.* (1992b*), río Wurm, Renania del Norte-Westfalia; Kreutz & Foissner (2006*), turberas, Simmelried y Thamm *et al.* (2010*), lago Chiem, Baviera y Federsee, Biberach.

Argentina: De La Rúa (1911*), estanques de Palermo, Buenos Aires; Carbonell (1935*), río de la Plata, Buenos Aires; Küppers & Claps (2012a**), ríos y estanques, Buenos Aires

y Córdoba; Küppers & Claps (2016*), turbera, tierra del fuego y Küppers *et al.* (2016), estanque rancho Hambre, Ushuaia.

Austria: Foissner & Moog (1992*), río Traun, Alta Austria y Aeschl *et al.* (2017**), estanque.

Azerbaiyán: Alekperov & Mansimova (2017*), Lago Agzybir, Agdas.

Bangladés: Catling (1992**), cultivos de arroz.

Benín: Dragesco & Dragesco-Kernéis (1986**).

Brasil: Bonatti *et al.* (2016*), sedimento río Atibaia, Campinas Sao Paulo.

Camerún: Dragesco & Dragesco-Kernéis (1986**), Camerún y Foto-Menbohan *et al.* (2011), río Biyeme, Yaundé.

Canadá: Kool (1975*), lago Marion, Columbia Británica; Fantham & Porter (1945*), Lago Wakonichi, Quebec; *Climacium dendroides* de un Pantano, Laval des Rapides, Quebec; Taylor (1983*), corrientes y reservorios, Waterloo, Ontario y Strüder-Kypke & Lynn (2010*), río.

China: Jiang (2006*) y Jiang & Shen (2005*), ríos y lagos, Changde, Hunan; Xu *et al.* (2005*), lago Chaohu, Hefei, Anhui y Gong *et al.* (2007*), lago Donghu, Wuhan.

Chile: Goetsch (1930*), agua del bosque.

Colombia: Uyaban-Sandoval (2018*), canales del cementerio campos de Cristo, Soacha Cundinamarca, Bogotá.

Corea del Sur: Park *et al.* (2011*), humedal Upo, Changnyeong-G; Shazib *et al.* (2014*), estanque parque seúl, Seongsu-dong.

un; Taher *et al.* (2020*), estanque Goseong-gun, Gyeongsangnam.

Costa rica: Ruiz (1961*), charcos y estanques, Ciudad universitaria, San José.

Eslovaquia: Matis *et al.* (1996**), estanques y corrientes de agua; Baláži & Matis (2002*), río Morova y Tirjaková *et al.* (2016), estanque, Modra, Pezinok.

España: Fernández-Leborans (1982*), Embalse de Santillana, Madrid; Castro de Zaldumbide (1993*), embalses Jarosa y Navacerrada, Parque Nacional Sierra de Guadarrama, Madrid; Fernández-Leborans & Fernández-Galiano (1981*), estanque Palacio de Cristal, Madrid; Fernández-Leborans & Zaldumbide (1983*), río Manzanares, Madrid; Olmo-Rísquez (1998*), sedimento, plantas sumergidas y agua del río Guadarrama, Madrid y Thamm *et al.* (2010*) embalse de Alarcón, Castilla-la Mancha.

Estados Unidos de América: Hempel (1898*), lago Quiver, Havana, Illinois; Jennings (1900*), Isla Bass del sur, lago Erie, Ohio; Momyer (1916*), Iowa; Lackey (1938*) estanques; Bovee (1960*), estanque y lago Mountain, Giles, Virginia Paulin & Bussey (1971*), Tallahassee, Florida; Raikhel *et al.* (1981*), estanque, Athens, Georgia; Maloney *et al.* (2005*), estanque, Universidad Butler, Indianapolis, Indiana; Lobban & Schefter (2008*), pantano ruta cuatro, isla Guam y Faillace & Morin (2020*), estanque bamboo, Universidad de Rutgers, Campus Brunswick, Nueva Jersey.

Estonia: Klavins *et al.* (1996*), agua potable.

India: Mahajan (1971*), agua estancada, Jodhpur y Bikaner, Rajasthán; Kaur & Mehra (2001*), río Yamuna, Delhi y Rajabunizal & Ramanibai (2013*), lago Velachery, Chennai, Tamil Nadu. Catling (1992**), cultivos de arroz, Bengala Occidental.

Iraq: Kadhim (2013*), río Tigris, Bagdad.

Japón: Takamura *et al.* (2000*) lago kitakata y Mikata, Fukui y Kumazawa (2002*), estanque, Hiroshima, Isla Honshu.

Perú: Iannacone-Oliver *et al.* (2000*), vegetación sumergida en lagunas de Puerto Viejo, Lima; Guillén (2002*) & Guillén *et al.* (2003*), humedales de Villa, distrito de Chorrillos, Lima.

Polonia: Grabacka (1971*), estanques de alevines, Pszczyna; Mieczan (2005*, 2008*), lago Moszne, Piaseczno, Rotcze, Skomielno y Uściwierz, distrito de los lagos Łęczyńsko-Włodawskie, Włodawa; Mieczan (2010*) lago Sumin, Polesie Lubelskie; Klimek *et al.* (2012*), sistema de aguas residuales y Zdanowski *et al.* (2020*), lagos Konin, Gostawskie–Ślesińskie.

Reino Unido: Goulder (1971*, 1972*, 1974*, 1980*), lago Priest pot, Hawkshead y Esthwaite water, parque nacional del distrito de los lagos; Dazley (2018*), lago Longham norte, Bournemouth.

Rusia: Raikhel *et al.* (1981*), Estanque, San Petersburgo y Lanzoni *et al.* (2019*), corriente de aguas residuales, Peterhof, San Petersburgo.

Rumania: Badea *et al.* (2010*), rio Someșul Rece, Lago Gilău, Cluj-Napoca.

Thailandia: Sooksmarn (1995*), estanque, Pathum Thani; Charubhun & Charubhun (2000*), arrozales, canales, estanques, reservorios, y zanjas de Bangkok, Ayudhaya, PathumThani, Nakornnayok, Nakornpathom, Samutprakarn, Lopburi, Chiangmai,

Chaingrai, Lamphoon, Lampang, Chonburi, Rayong, Chantaburi, Sakolnakorn, Udonnathani, Trang y Krabi.

Turquía: Senler & Yildiz (2004*), estanque, fortaleza de Van, provincia de Van y Çapar (2007**), aguas continentales y zonas de inundación.

Ucrania: Koval'Chuk & Svintsova (1996*), estanque Goloseyevo, Kiev y Babko *et al.* (2016*), río Psel, Sumy.

Uganda: Dragesco & Dragesco-Kernéis (1986**).

Lago Kivu: Dumont (1986*), entre Ruanda y República Democrática del Congo.

Agua salobre

Azerbaiyán: Alekperov & Tahirova (2019*), Nabran y estuario del río Kura.

Corea del sur: Shazib *et al.* (2014*), corriente Seohongcheon, Seogwipo-si y Jung *et al.* (2017**), sin datos de localidad.

India: Santhakumari & Gopalan (1980*), isla Ramanthuruth, Cochín.

Lituania: Grinienė *et al.* (2011*), lago Curlandia.

Mar Báltico: Mironova *et al.* (2009**).

Ambiente terrestre

Inglaterra: Chadwick (1961*), hierba, Bristol.

Simbiontes de crustáceos

India: Santhakumari & Gopalan (1980*) en *Metapenaeus monoceros* y *Aapseudes chilensis*, isla Ramanthuruth, Cochín.

Ambiente no especificado

Alemania: Miyake *et al.* (2001*), Münster y Thamm *et al.* (2010*), Burgenland, Markkleeberg y Leipzig.

Grecia: Genitsaris *et al.* (2016*), contenedores experimentales, Thessaloniki.

Italia: Miyake *et al.* (2001*), Policoro.



Figura 25. Distribución de *Stentor coeruleus* en México. Registros en ambientes; ● dulceacuícolas.

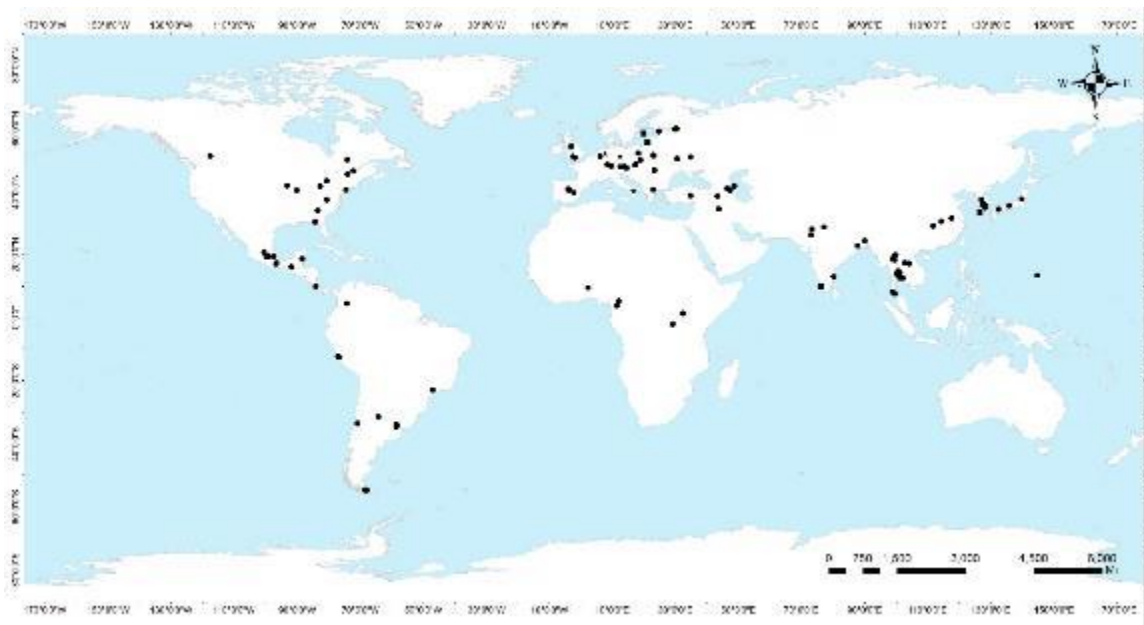


Figura 26. Distribución mundial de *Stentor coeruleus*, Registros en ambientes; ● dulceacuícolas, ■ salobres, ▲ terrestres y en ambientes no especificados

1.2: *Coleps hirtus* (Mueller, 1786) Nitzsch, 1827.

Consideraciones citológicas

Forma de barril, la región anterior y la posterior redondeadas, células raramente cilíndricas, ligeramente aplanadas con una longitud 40-65 μm y un ancho de 18-35 μm , presencia de una armadura, formada de placas de carbonato de calcio que poseen dientes que corresponden a una proyección de las placas; la armadura está compuesta de seis anillos de placas (anterior principal, anterior secundario, anterior terciario, posterior principal, posterior secundario y posterior terciario); cada anillo está compuesto de 12-20, usualmente 15-16 placas. Cada placa principal con cuatro ventanas de tipo “pretzel” (orificios fusiformes entre las placas de la armadura); usualmente de color café (Noland, 1925; Foissner, 1984; Foissner *et al.*, 1999; Pawar & Shembekar, 2013).

La abertura oral es circular y está situada apicalmente rodeada por placas denominadas placas circumorales; con una canasta oral, ciliatura oral interrumpida por tres pequeños organelos adorales; con tres espinas posteriores. La ciliatura somática es uniforme, arreglada en cinetias longitudinales regulares (Figura 21. A-C). Macronúcleo globular al centro de la célula. Vacuola contráctil en el extremo posterior. Con extrusomas (toxicistos); sin algas verdes simbióticas (Noland, 1925; Kudo, 1946; Foissner *et al.*, 1999; Pawar & Shembekar, 2013). Foissner *et al.* (1999) señalaron que poseen de tres a cuatro espinas posteriores y un cilio caudal además de que es una especie que no forma quistes.

El movimiento de *C. hirtus* es circular en sentido contrario a las manecillas del reloj, nada moderadamente rápido (Noland, 1925; Foissner *et al.*, 1999; Pawar & Shembekar, 2013). Rudberg & Sand (2000) señalaron que el comportamiento de nado de *C. hirtus* consiste en dos patrones de movimiento alternos; nado hacia adelante y movimientos circulares. Foissner *et al.* (1999) sugirieron que posiblemente la armadura posea algún químico como protección y defensa contra la depredación de algunos metazoos.

1.2.1 ASPECTOS TAXONÓMICOS

Noland (1925) consideró que los caracteres determinantes para diferenciar entre especies son la longitud de la célula, número y arreglo de espinas caudales, el número de filas longitudinales de placas, forma de la célula, talla y posición de las espinas orales. Hartwig (1977) señaló que el tipo de placas es más importante que el número de espinas caudales para definir especies. También Chen *et al.* (2015), sugirieron que los organismos pueden ser

caracterizados por una variedad de caracteres morfológicos como la estructura y número de placas, la presencia o ausencia de espinas y el número de organelos adorales.

De acuerdo a Foissner *et al.* (2008), diez géneros han sido asignados a la familia Colepidae, *Baikalocoleps*, *Coleps*, *Kotinia*, *Levicoleps*, *Macrocoleps*, *Nolandia*, *Pinacocoleps*, *Planicoleps*, *Reticoleps* y *Tiarina*. Además, sugirieron cuatro características para identificar a miembros dentro de la familia Colepidae, las cuales son; el número de anillos de placas, el número de organelos adorales, la estructura y forma de placas y la ausencia o presencia de espinas, sin embargo, en esta última el valor adaptativo es desconocido pero persiste en cultivos de laboratorio de *C. hirtus* y *Levicoleps biwae* Foissner, Kusuoka & Shimano, 2008.

Variedades de *Coleps hirtus*

Foissner *et al.* (1999) diferenciaron a nivel de subespecie a *C. hirtus* debido a sus características morfológicas. La descripción de Berger & Al-Rhasheid (2008), consideraron el cambio de *C. hirtus* a *C. hirtus hirtus*. Actualmente se reconocen cuatro subespecies y variedades para *C. hirtus*:

Coleps hirtus hirtus (O. F. Müller, 1773)

Coleps hirtus viridis Ehrenberg, 1831

Coleps hirtus var. *minor* Kahl, 1930

Coleps hirtus var. *lacustris* Fauré-Fremiet, 1924

Comparación de *Coleps hirtus* con especies relacionadas

Género *Levicoleps* (*Levicoleps taehwae* Chen, Shazib, Kim, Jang & Shin, 2015, y *L. biwae jejuensis* Chen, Shazib, Kim, Jang & Shin, 2015): las especies del género *Levicoleps* (*Levicoleps taehwae* y *L. biwae jejuensis*) son similares a *C. hirtus* en longitud y ancho de la célula, los seis anillos de armadura, las placas tipo *hirtus* y el mismo número de filas ciliares, pueden ser distinguidos por la ausencia de espinas en su armadura (Chen *et al.*, 2015). Además, *C. hirtus* es fácilmente distinguible por el número de hileras ciliares 15-16 vs 20-27 y cilios caudales 1 vs 7 de *Levicoleps biwae* (Foissner *et al.*, 2008) (Cuadro 19 y Figura 27).

Coleps amphacanthus Ehrenberg, 1834: La armadura de placas y forma de las ventanas es idéntica en *C. hirtus* y *C. amphacanthus* (Foissner *et al.*, 1999), pero *C. amphacanthus* tiene

una forma de barril algo inflado, es más grande de 80-110 μm vs 40-65 μm además posee un mayor número de ventanas en la placa principal anterior 5-8 vs 4, la placa principal posterior 5-6 vs 4 y cilios caudales 5-10 vs 1 (Foissner & O'Donoghue, 1990; Senler & Yildiz, 2004; Kreutz & Foissner, 2006; Lu *et al.*, 2016) (Cuadro 19 y Figura 27).

Coleps spetai Foissner, 1984: *Coleps hirtus* y *C. spetai* son similares en la forma de sus ventanas sin embargo difieren en la estructura de su armadura, *C. spetai* posee crestas que se encuentran finamente crenadas (Foissner, 1984; 1994, Foissner *et al.*, 1999; Senler & Yildiz, 2004).

Coleps hirtus no presenta algas endosimbiontes sin embargo *C. spetai* si las presenta (Foissner, 1984, 1994) a excepción de *C. hirtus viridis* que posee algas endosimbiontes. Sin embargo, las crestas finamente crenadas son útiles para reconocer a *C. spetai* de alguna variedad de *Coleps hirtus* además poseen diferencias con *C. hirtus* en el número de ventanas de la placa principal anterior, 4 vs 5 en *C. spetai* (Foissner *et al.*, 1999). (Cuadro 19 y Figura 27).

Coleps elongatus Ehrenberg, 1831: *Coleps hirtus* y *C. elongatus* son similares en la estructura de sus placas y tipo de ventanas, se diferencian en el tamaño de la célula que es de 60-80 μm vs 40-65 μm , el número de cilios caudales 1 vs 2 y en el número de ventanas de la placa principal anterior 4 vs 5 (Foissner *et al.*, 1999) (Cuadro 19 y Figura 27).

Otras especies como *Coleps bicuspis* Noland, 1925, *C. octospinus* Noland, 1925, y *C. uncinatus* Claparede & Lachmann, 1858, podrían ser confundidas con *C. hirtus* debido a que poseen descripciones ambiguas respecto al tipo y número de ventanas de cada placa (Cuadro 19 y Figura 27).

Coleps bicuspis: es diferente de *C. hirtus* en que éste posee dos espinas posteriores y en cada ángulo lateral de la abertura oral posee un diente que se proyecta ligeramente en la misma posición que se encuentran las espinas posteriores, con longitud inferior a la descrita en *C. hirtus* de 55 μm (Noland, 1925) (Cuadro 19 y Figura 27).

Coleps octospinus: se diferencia de *C. hirtus* principalmente por su mayor talla de 100-110 μm de longitud, además posee cuatro espinas simétricas en el extremo posterior y cuatro espinas subterminales, se han observado con algas verdes y *Trachelomonas* al interior de la célula (Noland, 1925) (Cuadro 19 y Figura 27).

Coleps uncinatus: se diferencia de *C. hirtus* en que *C. uncinatus* posee cuatro espinas posteriores y un lado de la célula es aplanado, además el margen ventral anterior presenta dos espinas o ganchos (Noland, 1925) (Cuadro 19 y Figura 27).

Coleps hirtus viridis: *Coleps hirtus* (*C. hirtus hirtus*) y *C. hirtus viridis* son similares en forma, armadura, macronúcleo, vacuola contráctil y el patrón de ciliatura oral y somática, la única diferencia es la presencia de algas endosimbiontes en *C. hirtus viridis* (Foissner *et al.*, 1999) (Cuadro 19 y Figura 27).

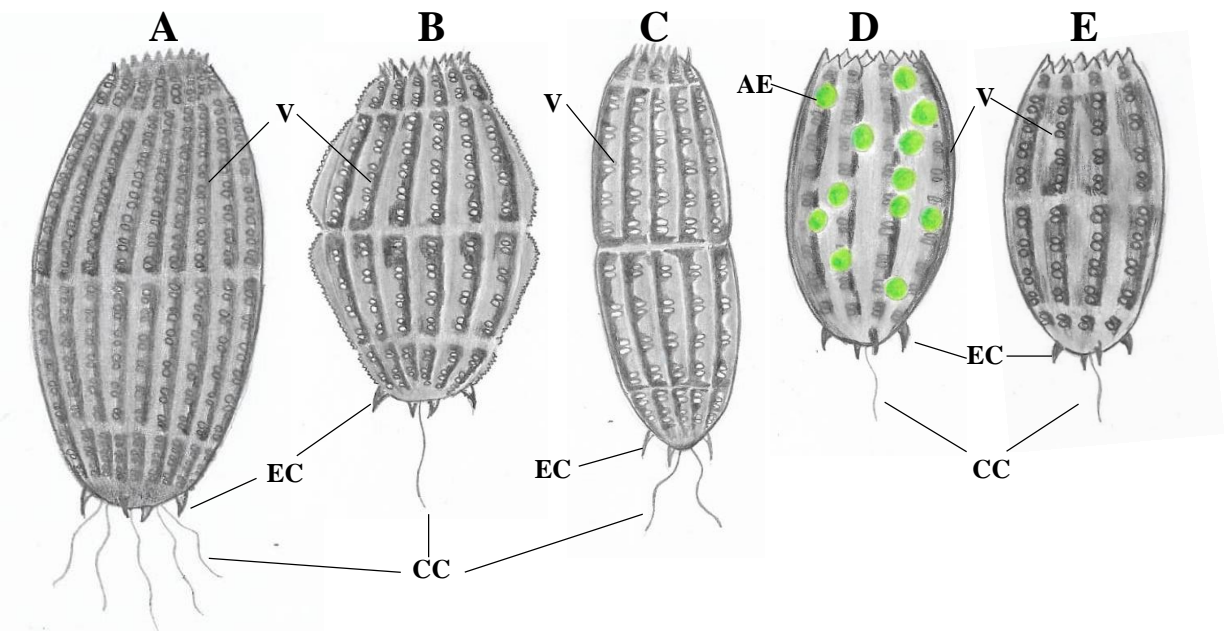


Figura 27. Morfología de especies similares a *Coleps hirtus* A-E. A. *C. amphacanthus*, B. *C. spetai*, C. *C. elongatus*, D. *C. hirtus viridis* y E. *C. hirtus hirtus*. Abreviaturas: Algas endosimbiontes (AE), Cilio caudal (CC), Espinass caudales (EC) y Ventanas (V).

Cuadro 19. Comparación morfológica de *C. hirtus* con especies relacionadas

Especie	<i>C. amphacanthus</i>	<i>C. spetai</i>	<i>C. elongatus</i>	<i>C. hirtus viridis</i>	<i>C. hirtus hirtus</i> (<i>C. hirtus</i>)
Fuente	Foissner & O'Donoghue (1990) y Lu <i>et al.</i> (2016).	Foissner (1984) y Foissner <i>et al.</i> (1999).	Foissner <i>et al.</i> (1999).	Foissner <i>et al.</i> (1999).	Foissner <i>et al.</i> (1999).
Longitud	80-110	50-70	60-80	40-65	40-65
Ancho	40-60	35-55	25-30	18-35	18-35
# de cinetias somáticas	22-28	16-18	14-18	12-20	12-20
Forma de ventanas	Tipo pretzel	Tipo pretzel	Tipo pretzel	Tipo pretzel	Tipo pretzel
# de ventanas en placa principal anterior	5-8	5	5	4	4
# de ventanas en placa principal posterior	5-6	4	4	4	4
# de segmentos	6	6	6	6	6
# de espinas posteriores	3-4	4	3	3-4	3-4
Longitud macronúcleo	9x16-8x11	--	--	--	--
Longitud micronúcleo	2.5-2.8	--	--	--	--
# de cilios caudales	5-10	1	2	1	1
Algas simbioses	A	P	A	P	A

Todas las medidas se encuentran en μm , A= Ausente, P= Presente, --= Dato no disponible.

1.2.2 DISTRIBUCIÓN, ECOLOGÍA Y HÁBITAT

ECOLOGÍA Y HÁBITAT

La especie es abundante en ambientes dulceacuícolas, marinos y muy frecuente en infusiones de laboratorio (Noland, 1925), es omnívora (Noland, 1925; López-Ochoterena, 1965; Foissner & Berger, 1996; Foissner *et al.*, 1999; Senler & Yildiz, 2004) y está presente en todo tipo de muestras de agua que contengan detritos orgánicos. Se alimentan de materia en decaimiento en el fondo y superficie del agua (Pawar & Shembekar, 2013), además es considerada una voraz cazadora (Tirjaková *et al.*, 2016). Esteban & Finlay (2004) señalaron que *C. hirtus* es de las pocas especies que se pueden encontrar habitando ambientes dulceacuícolas o ambientes terrestres. Camacho *et al.* (2001) observaron células de *C. hirtus* ingiriendo *Cryptomonas*.

Ha sido reportada en cultivos con bajos niveles de oxígeno, incluso en ambientes anaerobios (Noland, 1925; Patterson & Hedley, 1998; Gomes & Godinho, 2003). Stout

(1956) indicó que *C. hirtus* puede sobrevivir a bajas concentraciones de oxígeno sin presentar efectos adversos.

Se ha reportado en la zona pelágica y la bentónica en ambientes dulceacuícolas y salinos (Noland, 1925; Çapar-Dinçer, 2016): muestra un alto grado de tolerancia a la concentración de sales de su medio de oligo a meso, estenohalina, incluso holo-eurihalina (Foissner & Berger, 1996; Foissner *et al.*, 1999). Ha sido observada en temperaturas de 6.2-28.5 °C con un promedio de 14.7 °C y en cuerpos de agua con pH de 6.8-9.8, promedio 7.8 (Noland, 1925). Su abundancia se incrementa entre los 20-25 °C (Parada-Albarracín, 2015).

Noland (1925) sugirió que *C. hirtus* es más abundante en los meses cálidos del año, sin embargo, López-Ochoterena (1965), Pfister *et al.* (2002), Gomes & Godinho (2003), Flores-Flores (2012) y Méndez-Sánchez (2014, 2017) reportaron a la especie en las cuatro estaciones climáticas del año, además Méndez-Sánchez (2017) reportó a *C. hirtus* en la superficie, mitad y fondo de la columna de agua (profundidad variable de 0 a 4 m).

Parada-Albarracín (2015) señaló que en sistemas de tratamiento de aguas residuales la presencia de *C. hirtus* está asociada a valores elevados de nitrógeno y bajos niveles de carga orgánica y amonio. Tradicionalmente se ha asociado la presencia de *C. hirtus* a bajos niveles de amonio. Sin embargo, comparando poblaciones de *C. hirtus* y *Stentor coeruleus* (ambos sensibles al amonio) Klimek *et al.* (2012) encontraron que *C. hirtus* es más tolerante al amonio que *S. coeruleus*.

Grabacka (1971) reportó un aumento en la abundancia de *C. hirtus* después de un aumento en la producción máxima de *Daphnia* sp. en un estanque fertilizado con nitrógeno y fósforo.

Tirjaková *et al.* (2016) sugirieron que puede ser considerada una especie tolerante a los florecimientos de cianobacterias, incluso observaron en *C. hirtus* vacuolas digestivas con cianobacterias posiblemente toxigénicas.

DISTRIBUCIÓN

La distribución geográfica de *Coleps hirtus* en México se muestra en la Figura 28.

Agua dulce

Chiapas: Méndez-Sánchez (2017*), lagos ultraoligotróficos, Lago Tziscaco y Montebello, Parque Ecoturístico Natural Tziscaco, Municipio la Trinitaria.

Ciudad de México: Sámano & Sokoloff (1931*), López-Ochoterena & Roure-Cané (1970**) y Serrano-Limón & López-Ochoterena (1992*), lago Xochimilco, Xochimilco; López-Ochoterena (1965*), López-Ochoterena & Roure-Cané (1970**) y González-Labastida (1995*), Lugo *et al.* (1998*), lago Chapultepec, Miguel Hidalgo; Cabral-Dorado (2006*), Ortiz-Haro (2011*), Sánchez-Rodríguez *et al.* (2011*) y Ávila-Reyes (2013*), lago hipertrófico Tezozómoc, Azcapotzalco y Aladro-Lubel *et al.* (2009*), estanques de la Cantera oriente, Coyoacán.

Estado de México: Flores-Flores (2012*), cascada Velo de la novia, municipio Ocoyoacac y manantial La Concepción-San Pedro, municipio Almoloya de Juárez; González-Palma (2016*), río del parque estatal "Sierra de Tepotzotlán, Tepotzotlán; Méndez-Sánchez (2014*) y Méndez-Sánchez *et al.* (2018*), humedal Atarasquillo, Municipio de Lerma; Méndez-Sánchez (2017*), Lago Ocotal, parque estatal el Ocotal, Municipio Timilpan y lago mesotrófico manantial Tiacaque, Santuario del agua manantiales de Tiacaque, municipio Jocotitlán.

Guerrero: Sigala-Regalado (2011*), estanque, cueva la Joya, municipio Taxco de Alarcón.

Hidalgo: Aladro-Lubel *et al.* (1987**, 1990**) y López-Ochoterena & Roure-Cané (1970**), Actopan.

Morelos: Madrazo-Garibay & López-Ochoterena (1973*, 1982**), Cascada, Salto de San Antón, Cuernavaca.

Oaxaca: Méndez-Sánchez (2017*), Lago Analco, municipio San Juan Evangelista Analco y Presa la Azucena, municipio Tlalixtac de Cabrera.

Puebla: Ramírez de Guerrero (1970*), estanques, López-Ochoterena & Roure-Cané (1970**) y Lugo-Vázquez (1993*), Lago Aljojuca, municipio Aljojuca, lagos Quechulac, la preciosa y Tecuitlapa, Guadalupe Victoria.

Querétaro: Velázquez-Medina *et al.* (2020*), presa El Cajón, Santiago de Querétaro.

San Luis Potosí: López-Ochoterena & Roure-Cané (1970**) y Aladro-Lubel *et al.* (1987**), Estanque, cuevas de la región de valles, Ciudad Valles.

Veracruz: Hernández-Anaya, (1981), laguneta de los Medanos y Aladro-Lubel *et al.* (1987**, 1990**).

Ambiente salobre

Nayarit: Aladro-Lubel *et al.* (1987**, 1990**), San Blas, Nayarit.

Ambiente terrestre

Querétaro: Sigala-Regalado (2008*), musgo, cueva de los Riscos, Jalpan de Serra.

La distribución geográfica mundial se muestra en la Figura 29.

Agua dulce

Alemania: Pfister *et al.* (2002*), lagos y turberas, Mecklemburgo-Pomerania Occidental.

Argentina: De La Rúa (1911*), estanques de Palermo, Buenos Aires; Benitez & Claps (2000*), arroyo El Totoral, San Miguel del Monte, Buenos Aires; Küppers & Claps (2012a**), estanques, lagos y ríos; Küppers & Claps (2012b*) estanque temporal Ciudad de la Plata, Buenos Aires.

Austria: Foissner & Moog (1992*), río Traun, Alta Austria.

Azerbaiyán: Alekperov & Tahirova (2019*), Lago Agzybir.

Bahamas: Cairns & Ruthven (1972*), cuerpos de agua superficiales, isla Abaco.

Brasil: Heckman (1998**) y Haroim & Heckman (1996*), humedal el Pantanal, Mato Grosso; Gomes & Godinho (2003*), lago eutrófico Monte Alegre, São Paulo; Regali-Selegim *et al.* (2011**), lagos, São Paulo; Pauleto *et al.* (2009*) y Buosi *et al.* (2011*), canales y lago Garcas planicie de inundación río alto Paraná, Paraná; Machado-Velho *et al.* (2013*), lago parque Ingá, Maringá, Paraná; Mansano *et al.* (2013*), represa Ilha Solteira, São Paulo; De Castro *et al.* (2014*), tanque séptico, Belém, Pará; Bonatti *et al.* (2016*), sedimento y agua del río Atibaia, Campinas, São Paulo; Segovia *et al.* (2016*), río Pirapó Maringá, Paraná; Negreiros *et al.* (2017*), río Paraná y tributarios de planicie de inundación río alto Paraná, Paraná y Souza (2019**), embalse Dona Rita, Minas Gerais.

Camerún: Monkiedje *et al.* (2004*) y Zébazé-Togouet *et al.* (2006*), lago municipal Yaundé, Yaundé y Foto-Menbohan *et al.* (2011*), río Biyeme, Yaundé.

Canadá: Fantham & Porter (1947*), lago Fourth, Gaspé County, Quebec.

China: Jiang (2006*) y Jiang & Shen (2005*), ríos y lagos, Changde, Provincia Hunan; Xu *et al.* (2005*), Ni *et al.* (2010*), lago Taihu; lago Chaohu, Hefei, provincia de Anhui; Li *et*

al. (2013*), Lake Taihu, lago Chaohu, lago Dianchi y lago Xingyunhu y Zou *et al.* (2013*), Lago Dongshan, Guangzhou, provincia de Guangdong.

Costa rica: Ruiz (1961*), charcos y estanques, Ciudad Universitaria, San José.

Colombia: Bovee (1957*), río Amazonas, Leticia y Uyaban-Sandoval (2018*), canales del cementerio campos de Cristo, Soacha Cundinamarca, Bogotá.

Croacia: Primc-Habdija *et al.* (2001*), río Krka, Dalmatia y Sviben *et al.* (2018*), lago Prošće, Parque Nacional de lo Lagos de Plitvice,

Cuba: Ymas-González *et al.* (2009*), embalse ejército rebelde, La Habana y Ymas-González & Prieto (2012*), río Cojimar, La Habana.

Egipto: El-Bassat & Taylor (2007*) y Al-Ghanim (2012*), lago Abu Zaabal, Cairo y Hagraas *et al.* (2019*), aguas subterráneas de uso doméstico, Mansoura y Galal (2018*), río Nilo.

Eslovaquia: Matis *et al.* (1996**), estanques y corrientes de agua; Baláži & Matis (2002*), río Morova; Novikmec *et al.* (2007*), ríos Stuzická rieka, Hluboký potok y Ulička, Parque Nacional Poloniny, montañas Bukovec, Presov y Tirjaková *et al.* (2016*), estanque, Modra, Pezinok.

España: Gracia & Igual (1987*), río Llobregat, Barcelona; Gasol *et al.* (1991*, 1992*, 1993*), laguna Cisó, Girona; Castro de Zaldumbide (1993*), río Guadarrama, embalses Jarosa y Navacerrada, Parque Nacional Sierra de Guadarrama, Madrid; Finlay *et al.* (1993*), sedimento arenoso río Duratón, Segovia; Olmo-Rísquez (1998*), Sedimento, plantas sumergidas y agua del río Guadarrama, Madrid; Camacho *et al.* (2001*), lago Arcas, Castilla-La Mancha y Parada-Albarracín (2015*), sistema de tratamiento de aguas residuales, Granada, Andalucía.

Estados Unidos de América: Hempel (1898*), río Illinois, Havana, Illinois; Jennings (1900*), isla Bass del Sur, lago Erie, Ohio; Momyer (1916*), Iowa; Lackey (1938*) estanques, lagos y cámaras de lodos activados; Lackey *et al.* (1943*), arroyo Four Mile Creek, Ohio; Sullivan (1957*), estanques y lagos, Punta Barrow, Alaska; Bovee (1960*), estanques y estanque Rana, Giles, Virginia; Henebry *et al.* (1981*) y Henebry & Cairns (1984*), humedales de *Sphagnum* sp., Michigan y Beaver & Crisman (1989*), lagos, Florida.

Estonia: Klavins *et al.* (1996*), agua potable y Karus *et al.* (2014*), lago Võrtsjärv, Estonia central.

Francia: Sime-Ngando *et al.* (1990*), Lago Aydat, macizo central.

India: Das *et al.* (2004*), lago Kangla, Imphal, lago Loktak, Bishenpur., Churachandpur, Churachandpur; Bindu *et al.* (2018**), parte central y este del Himalaya; Ahmad & Sharma (2009*), estanques y ríos, Lucknow, Uttar Pradesh; Bindu (2010*), estanques, humedales y lagos, Calcuta; Bhamare *et al.* (2012*), Nashik, Maharashtra; Pawar & Shembekar (2013*), reservorios, Dhanegoan Osmanabad; Rajabunizal & Ramanibai (2013*), lago Velachery, Chennai, Tamil Nadu; Chitra (2014*), estanques y lagos, Dum Dum, 24 Parganas Norte, Bengala Occidental; Ranju *et al.* (2013*) y Radhakrishnan & Jayaprakas (2015*), lago Vembanad, Kerala.

Indonesia: Green *et al.* (1976**), lago Ranu Lamongan, Java.

Iraq: Kadhim (2013*), banco este río Tigris, Bagdad.

Israel: Madoni (1990*) y Hadas *et al.* (2001*), lago Kinneret.

Italia: Madoni (1989*), lago Suviana, Parque Nacional de los Apeninos Tosco-Emilianos; Madoni (1991*), estanque Stagno di Favale, Parma; Madoni & Bassanini (1999*), río Stirone, Parma y Madoni & Braghiroli (2007*), río Mincio, Mantua.

Japón: Takamura *et al.* (2000*), lago Seitaien, Ibraki y lago Yunoko, Tochigi y Foissner *et al.* (2008*), lago Biwa, Shiga, isla de Honshu.

Kenia: Bamforth *et al.* (1987*), lagos Victoria, Kavirondo y Naivasha, Crecent Island Crater.

Noruega: Rudberg & Sand (2000*), lago, Oslo.

Paraguay: López-Arias *et al.* (2012*), sistemas de tratamiento de aguas residuales, Gran Asunción.

Perú: Guillén (2002*) y Guillén *et al.* (2003*), humedales de Villa, distrito Chorrillos, Lima.

Polonia: Grabacka (1971*), estanques de alevines, Pszczyna; Mieczan (2005*, 2006*, 2007*, 2008*, 2010*, 2012*), lago Moszne, Piaseczno y Uściwierz, distrito de los lagos Leczynsko-Wlodawskie, Wlodawa., lagos Rotcze y Skomielno, turberas Bagno Bubnów, Durne Bagno y Lejno, Parque Nacional Polesia, Lublin; Klimek *et al.* (2012*), sistema de tratamiento de aguas residuales; Tarkowska-Kukuryk & Mieczan (2012*), lago Syczyńskie, Polesia; Mieczan (2014*), estanques; Mieczan *et al.* (2014*, 2015*), turberas Bagno Bubnów Moszne y Krugłe Bagno, Polesie-Lubelskie, Lublin; Niedźwiecki *et al.* (2017*), turberas Bagno Bubnów y Krugłe Bagno, Parque Nacional Polesia y turbera Moszne, Polesie-Lubelskie, Lublin y Zdanowski *et al.* (2020*), lagos Konin, Goślawskie–Ślesińskie.

Reino Unido: Finlay *et al.* (1979*), estanques universidad de Stirling, Escocia; Guhl *et al.* (1994*), lago Priest Pot, parque nacional distrito de los lagos, Cumbria y Dazley (2018*), lagos Longham, Bournemouth.

Rumanía: Badea *et al.* (2010*), río Someșul Rece y lago Gilău, Transilvania.

Rusia: Griniené (2012*), laguna de Curlandia, Kaliningrado y Kondrateva *et al.* (2019*), lagos, ríos y reservorio de Kúibyshev.

Suecia: Xu & Cronberg (2010*), lago Ringsjön, Skåne.

Thailandia: Sooksmarn (1995*), estanque, Pathum Thani; Charubhun & Charubhun (2000*), arrozales, canales, estanques, reservorios, y zanjas, en Bangkok, Ayudhaya, PathumThani, Nakornnayok, Nakornpathom, Samutprakarn, Lopburi, Chiangmai, Chaingrai, Lamphoon, Lampang, Chonburi, Rayong, Chantaburi, Sakolnakorn, Udonrthani, Trang y Krabi.

Turquía: Senler & Yildiz (2004*), estanque fortaleza de Van, provincia de Van; Çapar (2007**), aguas continentales y zonas de inundación; Çapar (2008*) y Çapar-Dinçer (2016**), estanque, provincia de Van, lago Sir Dam, Kahramanmaraş, lago Mogan y estanque Beytepe, Ankara.

Ucrania: Koval'Chuk & Svintsova (1996*), estanque Goloseyevo, Kiev.

Uruguay: Sommaruga (1995), lago Rodó, Montevideo.

Lago Chad: Dejoux (1983*).

Agua salobre

Argentina: Claps *et al.* (2009*), río el Salado, Buenos Aires.

Australia: Esteban *et al.* (2000*), lago cráter Tower Hill, Victoria.

Azerbaiyán: Alekperov & Tahirova (2019*), península Absheron.

China: Dai *et al.* (2014*), lago Bosten, Xinjiang.

Corea del sur: Jung *et al.* (2017**), aguas costeras.

España: Urrutxurtu *et al.* (2003**) estuario Nervión, Bilbao.

Finlandia: Telesh *et al.* (2008*), estuario Neva.

Italia: Madoni & Uluhogian (1997*), aguas termales sustraídas del río Trebbia, Piacenza.

Mar Blanco, Rusia: Mazei & Burkovsky (2005*), estuario Chernaya, Kandalaksha.

Mar Báltico: Mironova *et al.* (2009**).

Ambiente terrestre

Brasil: Buosi *et al.* (2014b*, 2015*), bromelias tipo tanque *Aechmea distichantha*, río Paraná, Porto Rico, Paraná

Canadá: Fantham & Porter (1945*), musgos, Montreal.

Eslovaquia: Tirjaková & Vďačný (2005*), depósitos de agua en árboles (*Acer campestre*, *Carpinus betulus* y *Quercus dalechampii*), Cárpatos.

España: Olmo-Rísquez (1998*), musgos de río Guadarrama, Madrid.

Ambiente marino

Brasil: Kattar (1970*), bahía de San Vicente, Sao Paulo.

Canadá: Lackey & Lackey (1970*), Bahia Logy, isla de Terranova.

China: Ma *et al.* (2003*), sin datos.

España: Esteban & Finlay (2004*), salar, Castilla-la Mancha.

Ambiente no especificado

África: Dragesco & Dragesco-Kernéis (1986**), Uganda, Chad, Camerún y Bénin.

Italia: Buonanno *et al.* (2012*), Genga, provincia de Ancona.

Nota: antes de que se estableciera diferencia a nivel de sub especie en *Coleps hirtus* ya se habían descrito organismos con algas endosimbiontes que fueron registrados como *C. spetai* (Foissner *et al.*, 1999), esto originó un sesgo en los datos de distribución de la especie, previo al año de la redescipción, además posteriormente la mayoría de autores no específica a que variedad de *C. hirtus* se hace referencia.



Figura 28. Distribución de *Coleps hirtus* en México. Registros en ambientes; ● dulceacuícolas, ■ salobres y ▲ terrestres.

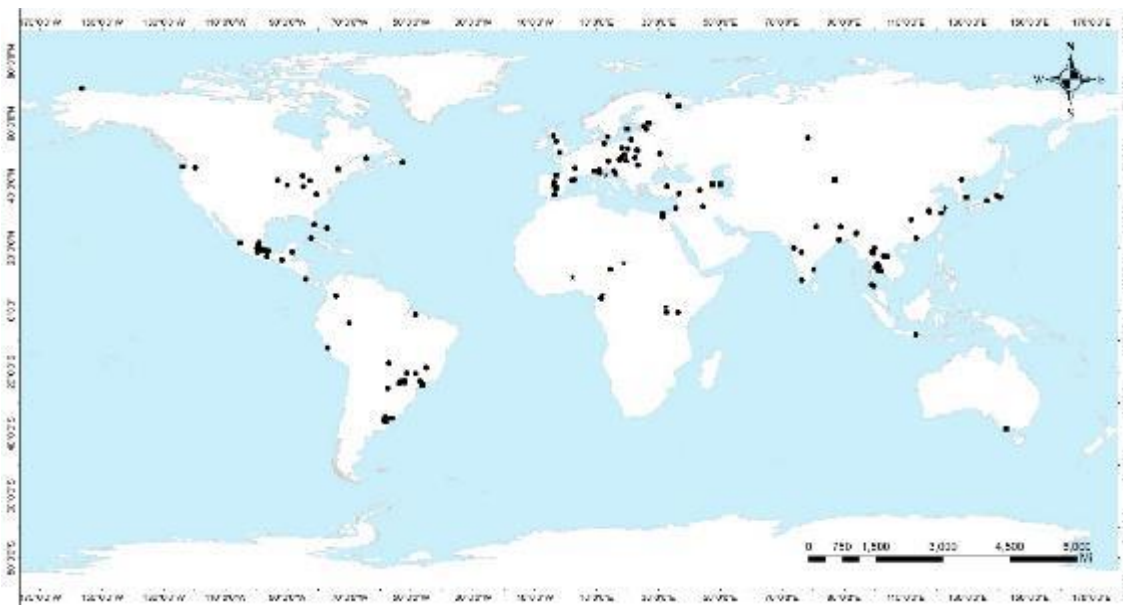


Figura 29. Distribución mundial de *Coleps hirtus*. Registros en ambientes; ● dulceacuícolas, ■ salobres y ▲ terrestres

1.3: *Paramecium multimicronucleatum* Powers & Mitchell, 1910.

Consideraciones citológicas

Paramecium multimicronucleatum es caracterizado por poseer una superficie dorsal y una ventral, con una hendidura o depresión oral, y un vestíbulo que termina en una abertura a la cavidad oral; la forma de la célula ha sido denominada similar a *P. caudatum* debido a que puede presentar forma de huso, suela de zapato o puro, los extremos de la célula pueden ser redondeados a ligeramente agudos (extremo anterior obtuso y el posterior más apuntado) (Wichterman, 1986; Fokin & Chivilev, 2000; Fokin, 1997, 2010).

Posee una longitud de 144-310 μm aunque se han reportado células de 400 μm y con un ancho de 40-78 μm (Powers & Mitchell, 1910; Wichterman 1986; Fokin, 1997; Fokin & Chivilev, 2000; Méndez-Sánchez, 2017). La ciliatura somática es uniforme con 64-122 cinetias somáticas (Silva-Reyes, 2008; Méndez-Sánchez, 2017).

El macronúcleo es oval y adquiere forma de habichuela, elipsoidal o incluso puede ser irregular, en ocasiones se observa muy largo con un borde irregular (Wichterman 1986; Silva-Reyes, 2008), posee una longitud de 45-60 μm x 20-25 μm (López-Ochoterena, 1965; Ramírez de Guerrero, 1970; Hernández-Anaya, 1981). Respecto a los micronúcleos, son esféricos de tipo vesicular, rodeados por una membrana nuclear, se han descrito de 2-12 con un diámetro de 0.7-3.0 μm . se encuentran en depresiones del macronúcleo, aunque comúnmente se encuentran arreglados en una fila, cercanos, adyacentes al macronúcleo (Powers & Mitchell, 1910; Wichterman 1986; Silva-Reyes, 2008; Fokin, 1997; 2010).

Paramecium multimicronucleatum posee de dos a tres o incluso más vacuolas contráctiles (López-Ochoterena, 1965; Wichterman 1986). Las vacuolas son aborales o arregladas a lo largo del eje de la célula, comúnmente una se encuentra en la región anterior y las vacuolas extra cercanas en la región posterior (Wichterman 1986; Fokin, 2010), su diámetro es de 17.76 μm (Lee, 1942b); el citoprocto, es ventral ubicado aproximadamente a la mitad de la célula entre el extremo posterior de la cavidad oral y el extremo posterior (Wichterman, 1986). Las vacuolas presentan de siete a nueve a menudo ocho canales largos de alimentación (Fokin, 2010).

La cavidad oral se extiende de la mitad de la célula y alcanza el extremo posterior dentro de un vestíbulo por la abertura oral, cavidad oral, citofaringe y citostoma (Wichterman, 1986).

El citoplasma es denso y opaco (Wichterman, 1986), en vivo es posible observar los tricocistos, los cuales presentan una forma de zanahoria con una longitud de 3.0 μm x 0.75 μm (Sedar & Porter, 1955; López-Ochoterena, 1965).

El tipo de movimiento es de una especie libre nadadora, se caracteriza por movimientos en espiral hacia el lado izquierdo (Wichterman 1986). En el Cuadro 20 se señalan algunos atributos de los individuos de *P. multimicronucleatuma* nivel mundial.

1.3.1 ASPECTOS TAXONÓMICOS

Se han registrado 20 especies en el género *Paramecium*, entre las que se encuentran. *P. bursaria* (Ehrenberg, 1831) Focke, 1836, *P. putrinum* Claparède & Lachmann, 1859, *P. duboscqui* Chatton & Brachon, 1933, *P. calkinsi* Woodruff, 1921, *P. polycaryum* Woodruff & Spencer, 1923, *P. nephridiatum* Gelei, 1925, *P. woodruffi* Wenrich, 1928, *P. pseudotrichium* Dragesco, 1970, *P. caudatum* Ehrenberg, 1834, *P. aurelia* complejo Müller, 1773 (15 morfoespecies), *P. multimicronucleatum* Powers & Mitchell, 1910, *P. jenningsi* Diller & Earl, 1958, *P. wichtermani* Mohammed & Nashed 1968/1969, *P. africanum* Dragesco, 1970, *P. schewiakoffi* Fokin *et al.*, 2001, *P. jankowskii* Dragesco, 1972, *P. ugandae* Dragesco, 1972, *P. chlorelligerum* Kahl, 1935, *P. grohmannae* Paiva *et al.*, 2016 y *P. buetschlii* Krenek *et al.*, 2015 (Fokin, 2010; Krenek *et al.*, 2015; Paiva *et al.*, 2016).

Wichterman (1986) consideró que las principales características de importancia taxonómica son la forma de la célula, tipo de micronúcleo y posición del citoprocto, además también se debe considerar la talla de la célula (Fokin, 2010). Sin embargo, muchas especies son similares en longitud, debido a esto es imposible reconocerlas considerando únicamente la longitud de la célula (Wichterman, 1986) (Figura 30).

Forma de la célula:

Las especies de *Paramecium* han sido divididas en dos grupos debido a la forma de su célula, el grupo Aurelia y el grupo Bursaria (Wichterman, 1986; Fokin, 2010).

Grupo Aurelia: células relativamente grandes con forma de cigarro, este grupo incluye a *P. aurelia*, *P. caudatum*, *P. multimicronucleatum*, *P. jenningsi* y *P. wichtermani*.

Grupo Bursaria: células más pequeñas y variables, en ocasiones su forma se asemeja a la suela de un zapato, siendo aplanadas dorsoventralmente con un extremo posterior

redondeado y un extremo anterior en punta, este grupo incluye a *P. bursaria*, *P. calkinsi*, *P. woodruffi*, *P. polycaryum* y *P. putrinum* (Wichterman, 1986).

Tipos de micronúcleo:

El carácter más útil para discriminar entre especies es el tipo y número de micronúcleos (Fokin & Chivilev 2000; Fokin *et al.*, 2001; Fokin, 2010). Wichterman (1986) describió dos tipos de estructuras micronucleares, tipo Aurelia y Caudatum;

Tipo Aurelia: micronúcleo esferoide, relativamente pequeño y vesicular que consiste de masa de cromatina llamada endosoma localizada al centro, espaciada de la membrana nuclear (apreciable en organismos fijados y teñidos), presente en *P. aurelia*, *P. multimicronucleatum*, *P. woodruffi*, *P. calkinsi*, *P. polycaryum*, *P. jenningsi*, y *P. wichtermani* (Wichterman, 1986).

Tipo Caudatum: micronúcleo relativamente grande, elipsoidal, compuesto de una masa compacta de cromatina. Los micronúcleos se pueden observar al microscopio, el micronúcleo se ve delimitado por una membrana nuclear. presente en *P. caudatum*, *P. bursaria*, y *P. putrinum* (Wichterman, 1986).

Posteriormente Fokin (1997) propuso cuatro tipos de estructuras micronucleares:

Tipo compacto: tienen forma esférica, ovoide, barril o huso con un diámetro de 6-10 μm , ha sido descrito en *P. bursaria*, *P. putrinum*, *P. caudatum*. Esta categoría debe separarse en tipos ya que no son iguales por lo que deben considerarse compacto a-c (Fokin, 2010).

Tipo cromosomal: casi esférico con una estructura reticular, la masa de la cromatina ocupa mucho espacio del micronúcleo, además posee un espacio sin cromatina que separa la masa de la membrana nuclear, diámetro de 5-9 μm , descrito en *P. jenningsi* y *P. schewiakoffi* (Fokin, 2010).

Tipo endosomal: con forma esférica, lente o de huso estos dos últimos en *P. duboscqui*, también posee un espacio vacío que separa la masa de la cromatina de la membrana nuclear, de 1.5-5.0 μm de diámetro, descrito en *P. woodruffi*, *P. nephridiatum*, *P. calkinsi* así como en *P. duboscqui* con alrededor de 2-6 micronúcleos por célula (Fokin, 2010).

Tipo vesicular: forma esférica, la masa de la cromatina solo ocupa la periferia del volumen nuclear, diámetro de 1-3.0 μm , descrito en el complejo *P. aurelia.*, *P. polycaryum* y *P. multimicronucleatum* (Fokin, 2010).

Sin embargo, fue común que las descripciones no incluyeran información sobre las estructuras micronucleares (Fokin, 2010). En cuanto al macronúcleo en los estadios del proceso de conjugación el ángulo del macronúcleo es un carácter de importancia taxonómica (Wichterman, 1986).

Posición del citoprocto: es diferente en los dos grupos; en Bursaria el citoprocto es terminal, en Aurelia es subterminal situado en el lado ventral entre el extremo posterior terminal de la depresión oral y el extremo posterior terminal de la célula (Wichterman, 1986).

Respecto al número de cromosomas no ha sido considerado un carácter importante taxonómicamente debido a que es muy numeroso y extremadamente pequeño, además que su número incluso llega a ser considerablemente variable incluso entre diferentes cepas (Wichterman, 1986).

Otro carácter importante para discriminar entre especies de *Paramecium* es la morfología y estructura de las vacuolas contráctiles, generalmente son dos vacuolas cercanas al extremo anterior y posterior de la célula (Fokin & Chivilev 2000; Fokin *et al.*, 2001; Fokin, 2010).

Vacuola contráctil: han sido descritas dos tipos de estructuras vacuolares:

Canales de alimentación: corresponde a una serie de canales radiales (colectores) que irradian desde la vacuola, variables en número y talla de los mismos (Fokin, 2010),

Vesículas de alimentación: cuenta con pequeñas vesículas que se mantienen cercanas a la vesícula principal.

Además, el número de poros por vacuola contráctil también es una característica que contribuye a discriminar entre especies (Fokin, 2010).

Comparación de *Paramecium multimicronucleatum* con especies relacionadas (Figura 30)

***Paramecium africanum*:** es similar a *P. multimicronucleatum* en el arreglo de tricocistos, talla de la célula (250-420 vs 144-400) y número de estructuras micronucleares (4-9 vs 2-9) (Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986; Wichterman, 1986), y difieren en el tipo de micronúcleo (endosomal vs vesicular), ya que no se ha podido confirmar o reconocer el tipo

de estructura micronuclear en *P. africanum* debido a la ausencia de cultivos vivos y una descripción detallada, sin embargo se considera que su micronúcleo puede ser endosomal (Fokin, 1997, 2010) (Cuadro 21 y Figura 30).

Paramecium aurelia: es similar a *P. multimicronucleatum* por presentar un micronúcleo vesicular, y debido a esta característica *P. multimicronucleatum* fue descrito originalmente como parte del complejo aurelia (Allen *et al.*, 1983a), sin embargo, difieren en el número de micronúcleos (dos en todos los representantes del complejo vs dos a nueve), número de cinetias somáticas (57-61 vs 84-108) y número de vacuolas contráctiles (dos vs dos a tres incluso más de seis) (Wichterman, 1986; Foissner *et al.*, 1994; Fokin, 1997, 2010). (Cuadro 21 y Figura 30).

Paramecium caudatum: en forma se parece a *P. multimicronucleatum*, difieren en el tipo y número de micronúcleos (compacto tipo a, uno vs vesicular, dos a nueve) (Foissner *et al.*, 1994; Fokin, 1997, 2010). Además, en *P. multimicronucleatum* los canales radiales de las vacuolas contráctiles son más largos y conspicuos que en *P. caudatum* (Wichterman, 1986) (Cuadro 21 y Figura 30).

Paramecium jenningsi: son similares en forma, tipo de macronúcleo elipsoidal y número de vacuolas contráctiles (dos vs dos a seis), se diferencia de *P. multimicronucleatum* por el tipo y número de micronúcleos (cromosomal, uno vs vesicular, dos a nueve) (Fokin & Chivilev, 2000; Fokin, 1997, 2010) (Cuadro 21 y Figura 30).

Paramecium polycaryum: Fokin *et al.* (2004) consideraron que *P. polycaryum* es similar a *P. multimicronucleatum* empleando un análisis de caracteres morfológicos, como el tipo de micronúcleo vesicular. sin embargo, son diferentes en la talla de la célula (70-115 vs 144-400), número de vacuolas contráctiles (dos vs dos a más de seis) y tipo de ambiente (Wichterman, 1986; Fokin, 1997, 2010), *P. polycaryum* ha sido reportada solo en ambientes salobres mientras *P. multimicronucleatum* es principalmente dulceacuícola (Smurov & Fokin, 1999) (Cuadro 21 y Figura 30).

Paramecium pseudotrichium: es similar a *P. multimicronucleatum* en el número de micronúcleos (dos a cuatro vs dos a nueve), la principal diferencia es el tipo de micronúcleo (endosomal vs vesicular) y la talla de la célula (90-100 vs 144-400) (Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986; Fokin, 2010) (Cuadro 21 y Figura 30).

Paramecium ugandae: es similar a *P. multimicronucleatum* en la talla de la célula (250-400 vs 144-400) y el mechón de cilios largos descrito en el extremo caudal (Wichterman, 1986), son diferentes en el tipo y número de micronúcleos (compacto vs vesicular y 1-2 vs 2-9) (Wichterman, 1986; Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986; Fokin & Chivilev, 2000; Fokin, 2010). Se ha sugerido que debería redesccribirse nuevamente ya que el número de quadrulus reportados va de cinco a seis filas ciliares que es algo inusual en especies de *Paramecium* (Fokin, 2010) (Cuadro 21 y Figura 30).

Paramecium woodruffi: es similar a *P. multimicronucleatum* en el número de estructuras micronucleares (una a nueve vs dos a nueve), y difieren en el tipo de micronúcleo (endosomal vs vesicular) (Fokin, 1997, 2010). En cuanto al hábitat *P. woodruffi* ha sido descrito principalmente en ambientes salobres sin embargo pueden ser cultivados en agua dulce y marina (Wichterman, 1986) (Cuadro 21 y Figura 30).

Cuadro 20. Atributos de individuos de *Paramecium multimicronucleatum* a nivel mundial.

Fuente	Powers & Mitchell, 1910	Fokin, 2010	Fokin, 1997; Fokin & Chivilev, 2000	Wichterman, 1986	Estudio presente
Longitud	144-288	200-250	170-240	180-310 (incluso 400)	108.0-189.8
Ancho	--	--	40-72	--	29.2-56.4
Tipo de Mi	--	Vesicular	Vesicular	Vesicular	Vesicular
# de Mi	2-7 (algunos sin micronúcleo)	3-5 (X=4)	2-7	2-4 (incluso 9)	2-3
Diámetro Mi	0.7-1.15	1-3.0	1.6-2.3 (x=1.8)	0.7-2.5	1.5
Cinetias somáticas	--	--	84-102 (x=90)	--	86-108
Localidad	Nebraska, Estados Unidos de América.	--	Múnich, Alemania, San Petersburgo, Rusia y Tiflis, Georgia.	--	Cenote Azul, complejo lagunar Bacalar, Quintana Roo

Todas las medidas se encuentran en μm , Mi= Micronúcleo, VC= Vacuola contráctil y --- Dato no disponible.

Cuadro 21. Comparación morfológica de especies relacionadas con *P. multimicronucleatum*

Especies	<i>P. aurelia</i> complejo	<i>P. ugandae</i>	<i>P.</i> <i>africanum</i>	<i>P.</i> <i>caudatum</i>	<i>P. jenningsi</i>	<i>P.</i> <i>polycaryum</i>	<i>P.</i> <i>pseudotrichium</i>	<i>P. woodruffi</i>	<i>P.</i> <i>multimicronucleatum</i>
Fuente	Powelson <i>et al.</i> , 1975; Dragesco & Dragesco-Kernéis, 1986; Wichterman, 1986; Foissner <i>et al.</i> , 1994 y Fokin 1997, 2010.	Dragesco & Kernéis, 1986 y Wichterman, 1986.	Dragesco & Kernéis, 1986; Wichterman, 1986 y Fokin, 1997.	Dragesco & Kernéis, 1986; Wichterman, 1986; Foissner <i>et al.</i> , 1994; Fokin, 1997 y Fokin & Chivilev, 2000.	Wichterman, 1986; Fokin & Chivilev, 2000, Fokin, 1997, 2010 y Przyboś & Tarcz, 2016.	Dragesco & Kernéis, 1986; Wichterman, 1986 y Fokin, 1997; 2010.	Dragesco & Kernéis, 1986 y Fokin, 2010.	Dragesco & Kernéis, 1986; Wichterman, 1986 y Fokin, 1997, 2010.	Powers & Mitchell, 1910; Wichterman, 1986; Fokin, 1997; Fokin & Chivilev, 2000 y Fokin, 2010.
Longitud	80-180	250-400	250-420 (x=320)	148-300	129-210	70-115	90-100	120-210 (160-180)	144-400
Ancho	20-55	--	--	36-60	31-60	--	--	--	40-72
Macronúcleo	Elipsoidal	Elipsoidal	Irregular, variable	Elipsoidal	Elipsoidal	--	Globular	Compacto	Elipsoidal, ocasionalmente irregular
Longitud Ma	11-20	24-60	55-80	35-60	19,5-57	--	15	--	34x75
Micronúcleo	Vesicular	Compacto *	Endosomal*	Compacto tipo a	Cromosomal	Vesicular	Endosomal *	Endosomal	Vesicular
# de Mi	2	1-2	4-9 (X=7)	1	2	1-8	2-4	1-9	2-9
Longitud Mi	2.2-5.0	2.3-7	1.3-2.0	3.5-13.0	3.0-7.0 (X=5.7)	1.5-4.0	1.0-1.5	4.0-5.0	0.7-3.0
# de Cinetias somáticas	57-61	--	--	70-90 (x=80)	78-88(x=82)	--	60	--	84-108
# de vacuolas contráctiles	2	6-7	2	2	2	2	2	2	2-3 incluso más de 6.
# canales colectores	7-9	2-9	6-8	6-8	8	--	3	10-12	7-9
Tipo de Ambiente						Salobre		Salobre ocasionalmente dulceacuicola	

Todas las medidas se encuentran en μm , P=Penicilo, Q=QuadrulusA= Ausente, P= Presente, --= Dato no disponible, *= sin datos suficientes que lo confirmen.

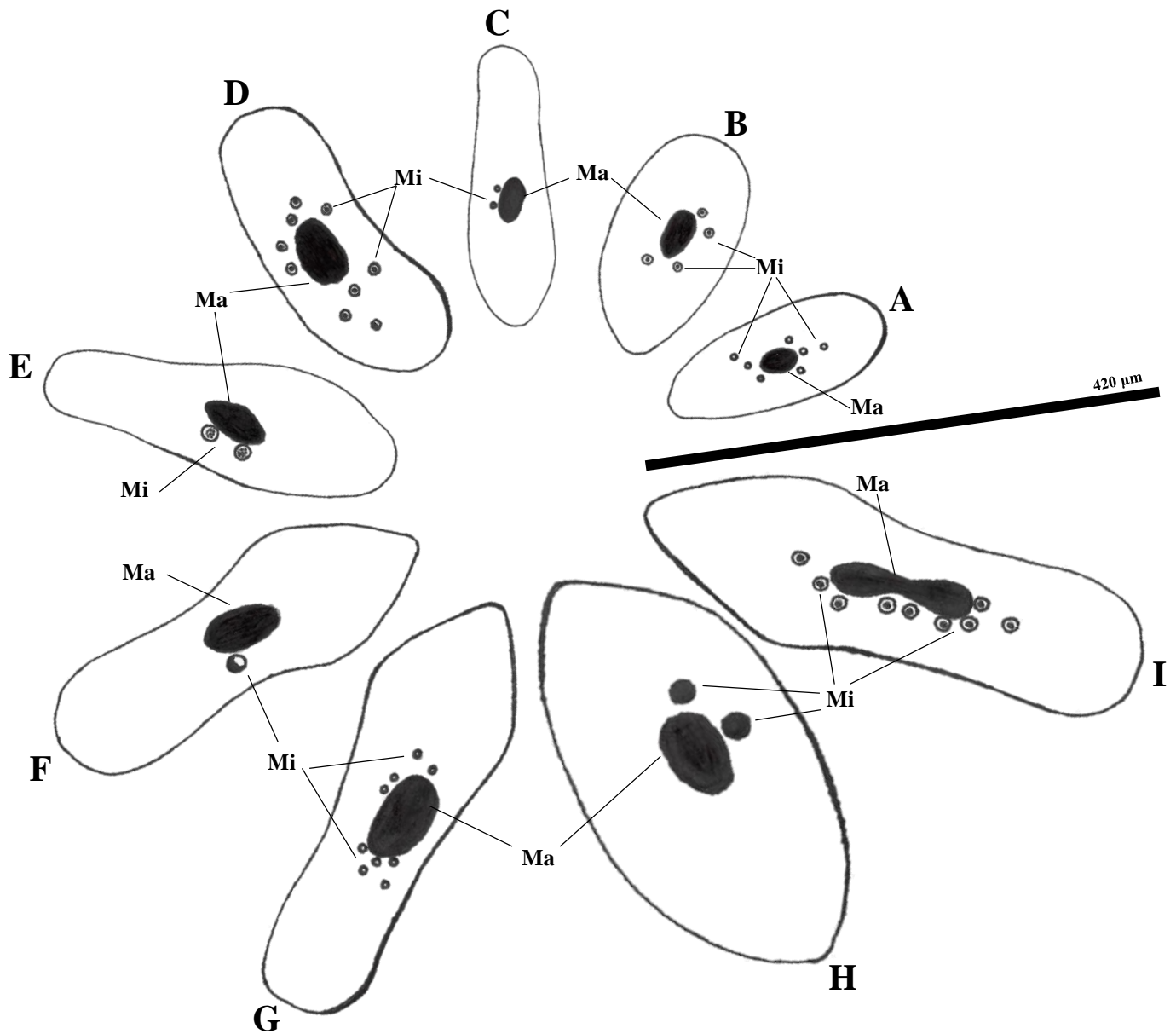


Figura 30. Morfología de especies similares a *Paramecium multimicronucleatum* A-I. A. *P. polycaryum*, B. *P. pseudotrichium*, C. *P. aurelia*, D. *P. woodruffi*, E. *P. jenningsi*, F. *P. caudatum*, G. *P. multimicronucleatum*, H. *P. ugandae* y I. *P. africanum*. Abreviaturas: Macronúcleo (Ma) y Micronúcleo (Mi).

1.3.2 DISTRIBUCIÓN, ECOLOGÍA Y HÁBITAT ECOLOGÍA Y HÁBITAT

Es una especie considerada dulceacuícola habitando comúnmente cuerpos de agua estancada, también en el fondo y sustratos sumergidos (López-Ochoterena, 1965;

Wichterman, 1986; Smurov & Fokin, 1999). Rivera *et al.* (1988) lo catalogaron como bacterívoro, además se ha registrado su tolerancia a la salinidad (tolerancia límite a la salinidad de 4.5%) (Smurov & Fokin, 1999), tolerando las fluctuaciones de salinidad a corto plazo.

Iwatsuki & Naitoh (1983) estudiaron la respuesta a la luz visible en *P. multimicronucleatum* concluyendo que esta especie presenta una respuesta fotofóbica pero no exhibe una locomoción orientada por la dirección de la luz (fototaxis).

Lee (1942b) estudió el efecto de la temperatura en la actividad y formación de vacuolas alimenticias en *P. multimicronucleatum*, el rango de temperatura de ingestión en vacuolas alimenticias fue de 4 a 35 °C. Además, observó un incremento en la tasa de formación de vacuolas alimenticias al incrementar la temperatura incluso arriba de 35°C, 40 °C fue letal.

En cuanto al pH, *P. multimicronucleatum* es una de las especies del género más resistentes a valores de pH letales de 4.0 y 10.0 comparando con *P. aurelia* y *P. caudatum*, además Lee (1942a) determinó que a un pH de 7.0 se obtiene una tasa de óptima formación de vacuolas alimenticias, sin presentar registro de formación de vacuolas a pH de 4.0 o 10.0. También han sido estudiados los efectos de diversos compuestos en *P. multimicronucleatum*, entre ellos Li *et al.* (2012) analizaron el efecto de nanopartículas de siete óxidos metálicos a concentraciones letales, determinando que la toxicidad de estos incrementa de esta manera $\text{Al}_2\text{O}_3 < \text{TiO}_2 < \text{CeO}_2 < \text{ZnO} < \text{SiO}_2 < \text{CuO} < \text{Fe}_2\text{O}_3$. Los óxidos metálicos que pueden inducir más citotoxicidad resultaron ser los que presentaron una fuerte asociación con la superficie celular.

Paramecium multimicronucleatum tolera presiones de CO₂ arriba de una atmósfera por al menos 24 horas y retiene su volumen y forma cuando está expuesto a altas tensiones de CO₂; el promedio de pulsación de la vacuola contráctil disminuye con el incremento en la presión de CO₂, su sobrevivencia está inversamente relacionada a la presión de CO₂ y a 20 psi (libra por pulgada cuadrada) de CO₂ las vacuolas dejan de funcionar (Gittleson & Sears, 1964).

Sears & Gittleson (1964) estudiaron la tolerancia al criptón registrando alteraciones en la forma de la célula, a 915 psi las vacuolas incrementan de tamaño e interrumpen su actividad. En el caso de N₂O a 115 psi la actividad de la vacuola fue ausente y a 265 psi se

forman ampollas sobre la célula, sin embargo, en otros gases como argón, nitrógeno y helio la apariencia de *P. multimicronucleatum* no cambia incluso a 765 psi. En cuanto al xenón su presencia no inhibe la actividad ciliar a presiones letales, pero afecta los componentes de la región superficial, causa la expansión de la superficie y un incremento en la permeabilidad del agua, a bajas presiones 50 y 140 psi se provoca un incremento en el promedio de velocidad, a 225 psi causa reducción en la actividad de las vacuolas contráctiles, incremento en el volumen celular y citólisis de la célula. También se ha descrito la reducción de velocidad provocada a 105, 265 y 765 psi de argón, helio y nitrógeno (Sears & Gittleson, 1964).

Se han analizado los efectos de la radiación producida por rayos X, como resultado Wichterman (1959) describió los siguientes efectos: destrucción y pérdida de todos los micronúcleos, reducción de viabilidad y tasa reproductiva, un incremento en la sensibilidad de radiación x, deformaciones y reducción de tamaño celular.

Se ha documentado la reacción en *P. multimicronucleatum* al agregar adenina, lo que provoca un incremento en el número de vacuolas digestivas y causa inhibición de la conjugación y fisión (Mishima, 1975).

Ha sido descrita la presencia de endosimbiontes bacterianos en el macronúcleo de *Paramecium multimicronucleatum* como *Holospora obtusa*, *Candidatus gortzia shahrazadis*, *Gigarickettsia flagellata* y *Trichorickettsia mobilis* (Fokin *et al.*, 2005; Serra *et al.*, 2016; Castelli *et al.*, 2016). Recientemente Potekhin & Mayén-Estrada (2020), también describieron la presencia de bacterias en el citoplasma y macronúcleo de *P. multimicronucleatum*.

Además, Serra *et al.* (2016) reportaron a *Candidatus gortzia shahrazadis* en el citoplasma y dentro de vacuolas alimenticias. Fokin (2012) reportó bacterias simbiotas en el citoplasma, espacio perinuclear y macronúcleo con un promedio de presencia del 13%. Fokin *et al.* (2005) señalaron que en el caso de *Holospora obtusa* las bacterias desaparecen del macronúcleo de uno a dos días, además indicaron que *P. multimicronucleatum* posee un tipo de reacción de defensa contra infecciones bacterianas, sin embargo, consideraron que la principal razón por lo que la infección no prosperaría es debido a que las formas infecciosas de las bacterias pueden ser rechazadas por el macronúcleo antes de comenzar la invasión.

DISTRIBUCIÓN

La distribución geográfica de *Paramecium multimicronucleatum* en México se muestra en la Figura 31.

Agua dulce

Ciudad de México: López-Ochoterena (1965*), lago Chapultepec, Miguel Hidalgo; López-Ochoterena & Roure-Cané (1970**), lago Chapultepec, Miguel Hidalgo y lago Xochimilco, Xochimilco; Moreno-Barón & López-Ochoterena, (1976**), lago y canal, Xochimilco; Serrano-Limón & López-Ochoterena (1992*), lago Xochimilco, Xochimilco; Nomdedeu & López-Ochoterena (1988*), río la Magdalena, La Magdalena Contreras; Rivera *et al.* (1988*) y Silva-Reyes (2008*), sistema de aguas residuales, Ciudad Universitaria, Coyoacán; González-Labastida (1995*), lago menor Chapultepec, Miguel Hidalgo y Potekhin & Mayén-Estrada (2020*), lago Chapultepec, Miguel Hidalgo y estanque, Cantera Oriente. Coyoacán.

Estado de México: Méndez-Sánchez (2017*), lago mesotrófico manantial Tiacaque, Santuario del agua manantiales de Tiacaque, municipio Jocotitlán y Potekhin & Mayén-Estrada (2020*), humedal, Lerma y laguna de San Miguel Almaya, Capulhuac.

Hidalgo: Potekhin & Mayén-Estrada (2020*), presa Endhó, Tula de Allende y presa Requena, Tepeji del Río de Ocampo.

Morelos: Madrazo-Garibay & López-Ochoterena (1973*, 1982**), Cascada, Salto de San Antón, Cuernavaca.

Puebla: Ramírez de Guerrero (1970*), estanques.

Quintana Roo: Potekhin & Mayén-Estrada (2020*), humedal, Chunyaxché, Sian Ka'an, Felipe Carrillo Puerto y laguna Bacalar, Bacalar.

Veracruz: Hernández-Anaya, (1981), laguneta de médanos.

Ambiente no especificado

Morelos: Allen *et al.* (1983b*), Cuernavaca.

La distribución geográfica mundial se muestra en la Figura 32.

Agua dulce

Alemania: Przyboś & Fokin (1997*), estanques (Hirschau y Stuttgart) y lago Katzenbach, "Esslinger" Spitalwald, Baden-Wurtemberg; Fokin & Chivilev (2000*), Múnich y Fokin *et al.* (2005*), lago Ammer.

Australia: Przyboś (2008*), estanques, Universidad de Melbourne.

Brasil: Foissner (2019*), río Praia do Forte, San Salvador de Bahía.

China: Fokin *et al.* (2004*), estanque, Shanghai Normal University, Shanghai; Jiang (2006*) y Jiang & Shen (2005*), ríos y lagos, Changde, Hunan; Lu *et al.* (2019*), lagos, ríos y estanques, Guangzhou.

Colombia: Bovee (1957*), afluente que desemboca en el río Amazonas, Leticia.

Corea del sur: Jung *et al.* (2017**), sin datos de localidad.

Costa rica: Ruiz (1961*), charcos y estanques, Ciudad universitaria, San José.

Cuba: Ymas-González & Prieto (2012*), río Cojimar, La Habana.

Estados unidos de América: Powers & Mitchell (1910*), sin datos, Nebraska; Kitching (1939*), agua estancada en canal, Princeton, Nueva Jersey; Bovee (1960*), río Sinking Creek y estanque, Giles, Virginia; Allen *et al.* (1983b*), río Mustang Creek, Lamar, Texas., lago Bogenham, Misisipi., río Joshua Creek y lago Ella, Tallahassee, Florida; Allen *et al.* (1983b*), río Apalachicola, Franklin, Florida; Fokin *et al.* (2005*), estanque, Honolulu, isla Oahu, Hawai.

Georgia: Fokin & Chivilev (2000*), Tiflis.

India: Lekhika & Shikha (2014*), estanque de descarga de productos de combustión, Korba, Chhattisgarh y Serra *et al.* (2016*), lagos Kolleru y Pedda Cheruvu, Andhra Pradesh.

Iraq: Kadhim (2013*), río Tigris, Bagdad.

Israel: Przyboś *et al.* (2002*), río, Nahal Guvta, Haifa., estanques de peces, castillo de Pélerin y Monte Carmelo, Haifa., estanque de peces., canal de Na´aman, Kiryat motzkin y estanques de peces, puente Sheikh Hussein, Gidona y Neot Mordechai.

Japón: Fokin *et al.* (2005*), estanque universidad Yamaguchi, Yamaguchi.

Namibia: Przyboś *et al.* (2003*), estanque.

Pakistán: Shakoori *et al.* (2014*), Kasur y Sheikhpura, Punjab.

República checa: Rautian *et al.* (2014*), río Teplá, Karlovy Vary.

Rusia: Fokin & Chivilev (2000*), San Petersburgo; Potekhin *et al.* (2008*), río Volga, región Vologda y Tarcz *et al.* (2012*), río Sújona, Vólogda, río Kacha y Yenisei, Krasnoyarsk y lago Chalaktyrskoye, península Kamchatka.

Thailandia: Sooksmarn (1995*), estanque, Pathum Thani; Charubhun & Charubhun (2000**), arrozales, canales, estanques, reservorios, y zanjas, de Bangkok, Ayudhaya, PathumThani, Nakornnayok, Nakornpathom, Samutprakarn, Lopburi, Chiangmai, Chaingrai, Lamphoon, Lampang, Chonburi, Rayong, Chantaburi, Sakolnakorn, Udornthani, Trang y Krabi.

Ambiente salobre

Azerbaiyán: Alekperov & Tahirova (2019*), península Absheron y Lago Agzybir.

Ambiente terrestre

Brasil: Buosi *et al.* (2014a*, b*, 2015*), bromelia tipo tanque *Aechmea distichantha* en río Paraná, Porto Rico, Paraná.

Estados Unidos de América: Maguire & Belk (1967*), *Caracolus caracolla* y en agua contenida en brácteas de flores de *Heliconia bihae*, estación experimental El verde, bosque experimental Luquillo y sierra de Luquillo, Puerto Rico.

Ambiente no especificado

Alemania: Fokin *et al.* (2001*), Múnich y Barth *et al.* (2006*), Martinfeld y Stuttgart.

Australia: Barth *et al.* (2006*), Sidney.

Brasil: Allen *et al.* (1983b*); Barth *et al.* (2006*), Brasilia.

Chipre: Tarcz *et al.* (2012*), Larnaca.

Costa Rica: Allen *et al.* (1983a, b*), Turrialba.

Estados Unidos de América: Barnett (1964*), Wellesley, Massachusetts; Nyberg (1974*), Florida, Pennsylvania, Indiana y Washington; Allen *et al.* (1983b*), Seattle, Washington, Wellesley, Norfolk, Massachusetts, Nottoway, Virginia, Worcester, Maryland, Pensilvania, San Juan y Santa Lucía, Florida, Sussex, Delaware, isla Edisto, Carolina del Sur; Allen *et al.* (1983a*), San Juan y Tamiami Trail, Florida; Barth *et al.* (2006*), Hawaii y Tarcz *et al.* (2012*), Baton Rouge, Luisiana, Boston, Massachusetts y Williamsburg, Virginia.

Italia: Barth *et al.* (2006*), Nápoles, Pisa y Sicilia; Tarcz *et al.* (2012*), Roma.

Japón: Strüder-Kypke & Lynn (2010*), distrito Yamaguchi.

Moldavia: Tarcz *et al.* (2012*), Bender.

Panamá: Allen *et al.* (1983a*1983b*) Empire Range.

Polonia: Tarcz *et al.* (2012*), Szczecin.

Puerto Rico: Allen *et al.* (1983b*), Luquillo Experimental Forest.

Rusia: Catania *et al.* (2009*), Krasnoyarsk y Tarcz *et al.* (2012*), Dubná, Novosibirsk, Omsk, Rzhev, San Petersburgo, Tulún, Vladivostok y el territorio marítimo en Okeanskaya.

Thailandia: Allen *et al.* (1983a*,b*), Bangkok.

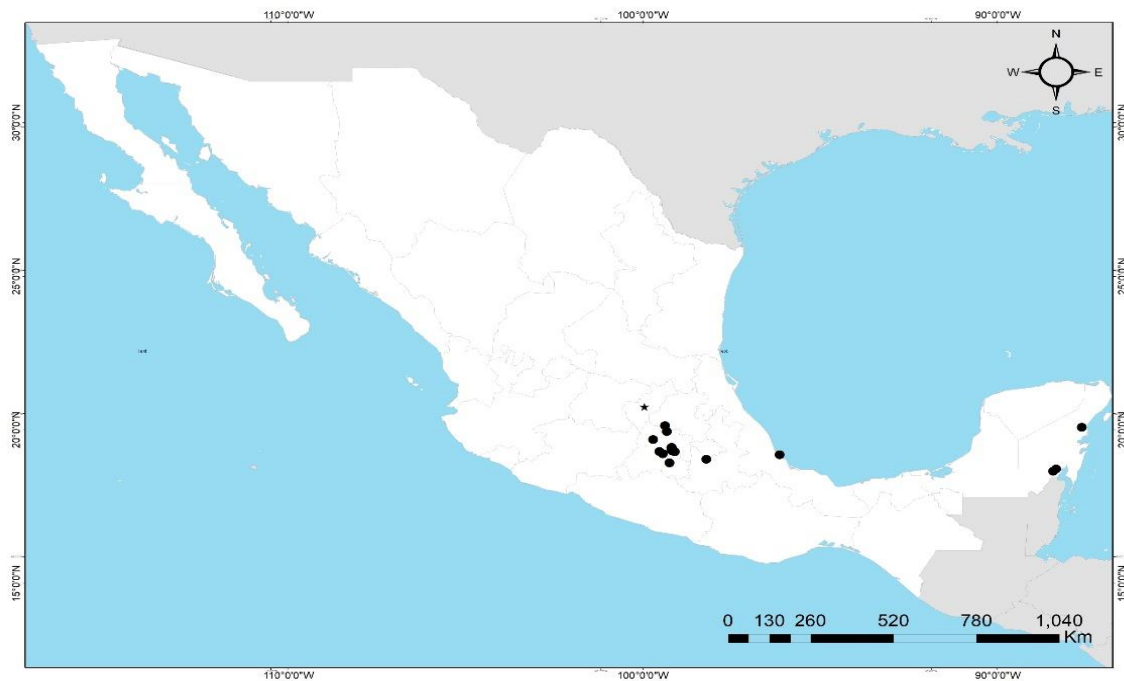


Figura 31. Distribución de *Paramecium multimicronucleatum* en México. Registros en ambientes; ● dulceacuícolas y en ambientes no especificados.

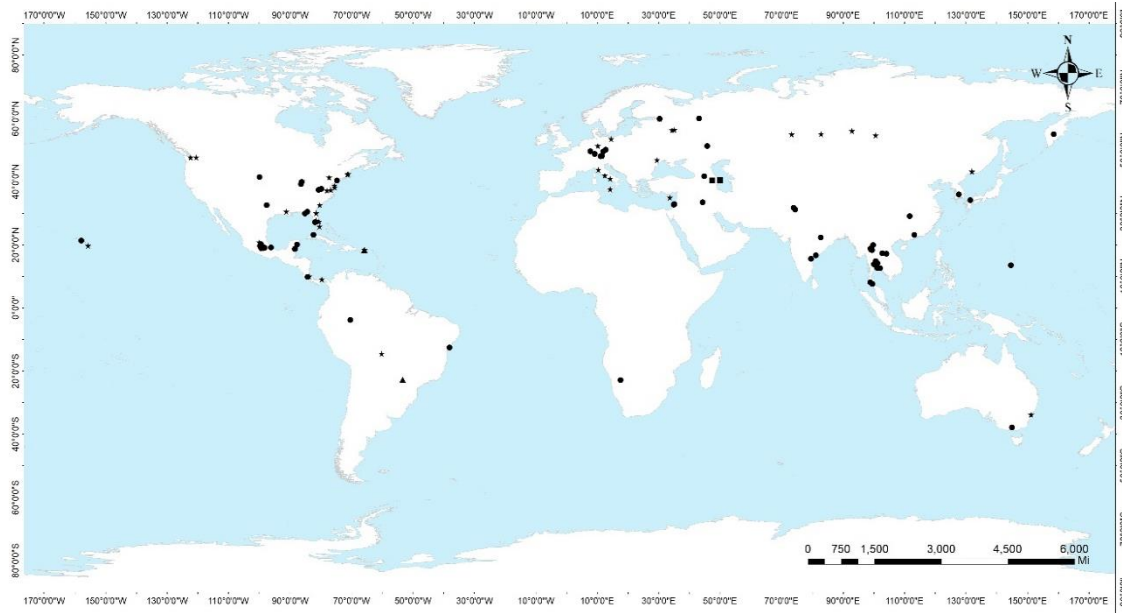


Figura 32. Distribución mundial de *Paramecium multimicronucleatum*. Registros en ambientes; ● dulceacuícolas, ■ salobres, ▲ terrestres y en ambientes no especificados.

BIBLIOGRAFÍA

Aescht, E., Foissner, W., Blatterer, H., Kohmann, F. & Berger, H. 2017. Ciliophora. (Ciliates). In: Moog, O. & Hartmann, A. (Eds.). *Fauna Aquatica Austriaca*, 3: 1-31.

Ahmad, T. & Sharma, A. K. 2009. A study of fresh water protozoans with special reference to their abundance and ecology. *Journal of Applied and Natural Science*, 1(2): 166-169.

Aladro-Lubel, M. A., Martínez-Murillo, M. E. & Mayén-Estrada, R. 1987. Lista de los ciliados bentónicos salobres y marinos registrados en México. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Serie Zoología*, 58: 403-448.

Aladro-Lubel, M. A., Martínez-Murillo, M. E. & Mayén-Estrada, R. 1990. *Manual de ciliados psamófilos marinos y salobres de México*, Cuadernos 9, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 174 p.

Aladro-Lubel, M. A., Reyes-Santos, M. & Olvera-Bautista, F. 2009. Diversidad de los protozoos ciliados. En: Lot, A. y Cano-Santana Z. (eds.): *Biodiversidad del ecosistema del Pedregal de San Ángel*, Universidad Nacional Autónoma de México, México. pp. 63-70.

Alekperov, I. K. & Mansimova, I. F. 2017. The ratio of trophic groups of free-living ciliates on the seasons of the year in the Agzybir Lake. *Journal of Entomology and Zoology Studies*, 5(1): 395-399.

Alekperov, I. K. & Tahirova, E. N. 2019. Free-living ciliates in different coastal zone biotopes at the Azerbaijan sector of the Caspian Sea. *Protistology*, 13(3): 133-151.

Allen, S. L., Nerad, T. A. & Rushford, C. L. 1983a. Comparison of the esterases and acid phosphatases in *Paramecium multimicronucleatum*, syngens 1–5, *P. jenningsi*, *P. caudatum*, and the *P. aurelia* Complex 1. *The Journal of Protozoology*, 30(1): 148-154.

Allen, S. L., Rushford, C. L., Nerad, T. A. & Lau, E. T. 1983b. Intraspecies variability in the esterases and acid phosphatases of *Paramecium jenningsi* and *Paramecium multimicronucleatum*: Assignment of unidentified Paramecia; comparison with the *P. aurelia* Complex 1. *The Journal of Protozoology*, 30(1): 155-163.

Al-Ghanim, K. A. 2012. Spatio-temporal distribution and composition of zooplankton in Wadi Hanifah stream Riyadh (Saudi Arabia) and Abu Zabaal lakes (Egypt). *Pakistan Journal of Zoology*, 44(3): 727-736.

Ávila-Reyes, E. 2013. Efecto de la relación nitrógeno/fósforo sobre los ciliados y bacterias en un lago hipertrófico. Tesis de Maestría, Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 68 p.

Babko, R., Kuzmina, T., Suchorab, Z., Widomski, M. K. & Franus, M. 2016. Influence of treated sewage discharge on the benthos ciliate assembly in the lowland river. *Ecological Chemistry and Engineering S*, 23(3): 461-471.

Badea, A. B., Gagy-Palffy, A., Stoian, L. C. & Stan, G. 2010. Preliminary studies of quality assessment of aquatic environments from Cluj suburban areas, based on some invertebrates bioindicators and chemical indicator. *Aquaculture, Aquarium, Conservation & Legislation International Journal of the Bioflux Society*, 3(1): 35-42.

Baláži, P. & Matis, D. 2002. Composition, seasonal dynamics and feeding groups of ciliated protozoa in the pelagial of the Morava river. *Biologia-Bratislava*, 57(2): 153-160.

Bamforth, S. S., Curds, C. R. & Finlay, B. J. 1987. Protozoa of two Kenya lakes. *Transactions of the American Microscopical Society*, 106(4): 354-358.

Barnett, A. 1964. Cytology of conjugation in *Paramecium multimicronucleatum*, syngen 2, stock 11. *The Journal of Protozoology*, 11(2): 147-153.

Barth, D., Krenek, S., Fokin, S. I. & Berendonk, T. U. 2006. Intraspecific genetic variation in *Paramecium* revealed by mitochondrial cytochrome c oxidase I sequences. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 53(1): 20-25.

Beaver, J. R. & Crisman, T. L. 1989. Analysis of the community structure of planktonic ciliated protozoa relative to trophic state in Florida lakes. *Hydrobiologia*, 174: 177-184.

Benitez, H. H. & Claps, M. C. 2000. Zooplankton de una laguna Pampásica (Monte) y su afluente (El Totoral): caracterización estructural en un ciclo anual. *Diversidad y Ambiente*, 1: 87-95.

Berger, H. & Al-Rasheid, K. A. S. 2008. Wilhelm Foissner: nomenclatural and taxonomic summary 1967-2007. *Denisia*, 23: 65-124.

Bhamare, S. N., Nikam, S. V. & Jadhav, B. N. 2012. Prevalence and morphological details in the common freshwater ciliate, *Coleps hirtus* from Nashik district of Maharashtra. *Elixir Aquaculture*, 45: 7787-7792.

Bick, H. 1972. *Ciliated protozoa: an illustrated guide to the species used as biological indicators in freshwater biology*. World Health Organization, Geneva, Switzerland. 198 p.

Bindu, L. 2010. Freshwater ciliates (Protozoa) from Kolkata wetlands. *Records of Zoological Survey of India*, 110(2): 81-88.

Bindu, L., Purushothaman, J., Das, A. K., Nandi, N. C. & Kumar, S. 2018. Protozoa (Free-Living). In: Zoological Survey of India, Kolkata (Eds.). *Faunal Diversity of Indian Himalaya*, India: 45-57.

Bonatti, T. R., Siqueira-Castro, I. C. V. & Franco, R. M. B. 2016. Checklist of ciliated protozoa from surface water and sediment samples of Atibaia river, Campinas, São Paulo (Southeast Brazil). *Revista Brasileira de Zootecias*, 17(1): 63-76.

Bovee, E. 1957. Protozoa of Amazonian and Andean waters of Colombia, South America. *The Journal of Protozoology*, 4: 63-66.

Bovee, E. C. 1960. Protozoa of the mountain lake region, Giles county, Virginia. *The Journal of Protozoology*, 7(4): 352-361.

Buonanno, F., Guella, G., Strim, C. & Ortenzi, C. 2012. Chemical defence by mono-prenyl hydroquinone in a freshwater ciliate, *Spirostomum ambiguum*. *Hydrobiologia*, 684: 97-107.

Buosi, P. R. B., Pauleto, G. M., Lansac-Tôha, F. A. & Velho, L. F. M. 2011. Ciliate community associated with aquatic macrophyte roots: effects of nutrient enrichment on the community composition and species richness. *European Journal of Protistology*, 47(2): 86-102.

Buosi, P. R., Cabral, A. F., Simão, T. L., Utz, L. R. & Velho, L. F. 2014a. Multiple lines of evidence shed light on the occurrence of *Paramecium* (Ciliophora, Oligohymenophorea) in bromeliad tank water. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 61(1): 2-10.

Buosi, P. R. B., Utz, L. R. P., de Meira, B. R., da Silva, B. T. S., Lansac-Tôha, F. M., Lansac-Tôha, F. A. & Velho, L. F. M. 2014b. Rainfall influence on species composition of the ciliate community inhabiting bromeliad phytotelmata. *Zoological Studies*, 53(32): 1-12.

Buosi, P. R., Cabral, A. F., Utz, L. R., Vieira, L. C. & Velho, L. F. 2015. Effects of seasonality and dispersal on the ciliate community inhabiting bromeliad phytotelmata in riparian vegetation of a large tropical river. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 62(6): 737-749.

Cabral-Dorado, C. 2006. Variación espacio-temporal de los protozoos (Phylum Ciliophora) del lago urbano Tezozómoc. Tesis de Licenciatura, Facultad de estudios Superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México, México, 48 p.

Cadotte, M. W. 2006. Explaining species diversity by linking local and large scale processes. Ph. D, Thesis. University of Tennessee, U.S.A. 112 p.

Cairns, Jr. J. & Ruthven, J. A. 1972. A test of the cosmopolitan distribution of freshwater protozoans. *Hydrobiologia*, 39(3): 405-427.

Camacho, A., Vicente, E. & Miracle, M. R. 2001. Ecology of *Cryptomonas* at the chemocline of a karstic sulfate-rich lake. *Marine and Freshwater Research*, 52(5): 805-815.

Çapar, S. 2007. Checklist for ciliate species (Protozoa, Ciliophora) living in Turkish Inland waters and flooded zones. *Ege Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 24(1-2): 207-212.

Çapar, S. 2008. Sulak alan siliyatları (Protozoa: Ciliophora) ve morfolojik farkları. *Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 25(4): 359-364.

Çapar-Dinçer, S. 2016. Freshwater ciliates from Beytepe Pond in Ankara with new records for Turkey. *Turkish Journal of Zoology*, 40(5): 663-674.

Carbonell, J. J. 1935. Some micrographic observations of the waters of the river Plate. *Internationale Vereinigung für theoretische und angewandte Limnologie: Verhandlungen*, 7(2): 513-516.

Castelli, M., Sasser, D. & Petroni, G. 2016. Biodiversity of “non-model” Rickettsiales and their association with aquatic organisms. In: Thomas, S. (Ed.). *Rickettsiales: biology, molecular biology, epidemiology, and vaccine development*, Springer, Cham. Switzerland: 59-91.

Castro de Zaldumbide, M. 1993. Relaciones entre diversas comunidades de protozoos ciliados y la caracterización biológica del agua. Tesis Doctoral, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Complutense de Madrid, Madrid. España, 353 p.

Catania, F., Wurmser, F., Potekhin, A. A., Przyboś, E. & Lynch, M. 2009. Genetic diversity in the *Paramecium aurelia* species complex. *Molecular Biology and Evolution*, 26(2): 421-431.

Catling, D. 1992. *Rice in deep water*. The Macmillan Press Ltd, London. 542 p.

Chadwick, A. 1961. The fate of radioactively labelled glycine introduced into *Amoeba proteus* and *Stentor coeruleus*. *Experimental Cell Research*, 25(1): 131-148.

Charubhun, B. & Charubhun, N. 2000. Biodiversity of freshwater Protozoa in Thailand. *The Kasetsart Journal (Natural Science)*, 34(4): 486-494.

Chen, X., Shazib, S. U. A., Kim, J. H., Jang, S. W. & Shin, M. K. 2015. Morphological description and molecular phylogeny of two species of *Levicolaps* (Ciliophora, Prostomatida), *L. taehwae* nov. spec. and *L. biwae jejuensis* nov. subspec., collected in Korea. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 0: 1-10.

Chitra, J. 2014. Protozoan fauna of freshwater habitats in south Dum Dum municipality, north 24 Parganas, West Bengal. *Journal of Academia and Industrial Research (JAIR)*, 3(3): 139-141.

Claps, M. C., Gabellone, N. A. & Neschuk, N. C. 2009. Influence of regional factors on zooplankton structure in a saline lowland river: The Salado river (Buenos Aires Province, Argentina). *River Research and Applications*, 25: 453-471.

Dai, L. L., Gong, Y. C., Li, X. M., Feng, W. S. & Yu, Y. H. 2014. Influence of environmental factors on zooplankton assemblages in Bosten Lake, a large oligosaline lake in arid northwestern China. *Science Asia*, 40: 1-10.

Das, A., Nandi, R., Sarkar, N. & Saha, D. 2004. Protozoa. In: Zoological Survey of India, Kolkata (Eds.), *State Fauna Series 10, Fauna of Manipur, Part-3 (Invertebrates)*, India: 1-44.

Dazley, J. O. J. 2018. Ciliated protozoa and zooplankton as potential grazers of freshwater Cyanobacteria. BSc. Thesis. Faculty of Science & Technology, Bournemouth University, United Kingdom. 65 p.

De Castro, L. A. M., Küppers, G. C., Schweikert, M., Harada, M. L. & Da Silva-Paiva, T. 2014. Ciliates from eutrophized water in the northern Brazil and morphology of *Cristigera hammeri* Wilbert, 1986 (Ciliophora, Scuticociliatia). *European Journal of Protistology*, 50(2): 122-133.

De La Rúa, J. M. 1911. Contribución al estudio de la microfauna de la República Argentina. Protozoos. Tesis Doctoral, Universidad Nacional de Buenos Aires, Buenos Aires, Argentina. 59 p.

Dejoux, C. 1983. The fauna associated with the aquatic vegetation. *In*: Dumont, H. J. (Eds), Lake Chad, Monographiae Biologicae Vol. 53, Springer, Dordrecht, Netherlands: 273-292.

Dragesco, J. & Dragesco-Kernéis, A. 1986. Ciliés libres de l'Afrique intertropicale. Introduction à la connaissance et à l'étude des ciliés. *Faune Tropicale*, 26: 1-559.

Dumont, H. J. 1986. The Tanganyika sardine in Lake Kivu: another ecodisaster for Africa?. *Environmental Conservation*, 13(2): 143-148.

Ehrenberg, C. G. 1831. Über die entwicklung und lebensdauer der infusionsthier; nebst ferneren beiträgen zu einer vergleichung ihrer organischen systeme. *Physikalische Abhandlungen der Königlichen Akademie der Wissenschaften zu Berlin*: 1-154.

El-Bassat, R. A. & Taylor, W. D. 2007. The zooplankton community of Lake Abo Zaabal, a newly-formed mining lake in Cairo, Egypt. *African Journal of Aquatic Science*, 32(2): 185-192.

Esteban, G. F. & Finlay, B. J. 2004. Marine ciliates (Protozoa) in central Spain. *Ophelia*, 58(1): 13-22.

Esteban, G. F., Finlay, B. J., Olmo, J. L. & Tyler, P. A. 2000. Ciliated protozoa from a volcanic crater-lake in Victoria, Australia. *Journal of Natural History*, 34: 159-189.

Faillace, C. A. & Morin, P. J. 2020. Evolution alters post-invasion temporal dynamics in experimental communities. *Journal of Animal Ecology*, 89(2): 285-298.

Fantham, H. B. & Porter, A. 1945. The microfauna, especially the protozoa, found in some Canadian mosses. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 115: 97-174.

Fantham, H. B. & Porter, A. 1947. The parasitic fauna of vertebrates in certain Canadian fresh waters, with some remarks on their ecology, structure and importance. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 117(44): 609-649.

Fernandes, N. M. da Silva Neto, I. D. & Schrago, C. G. 2014. Morphology and phylogenetic position of an unusual *Stentor polymorphus* (Ciliophora: Heterotrichea) without symbiotic algae. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 61(3): 305-312.

Fernández-Leborans, G. 1982. *Estudio ecológico de las poblaciones de ciliados de diferentes biotopos: los ciliados heterotricos*. Tesis Doctoral, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Complutense de Madrid, Madrid, España, 152 p.

Fernández-Leborans, G. & Fernández-Galiano, D. 1981. Some observations of the myonemic-fibrillar systems of *Stentor coeruleus* (Heterotrichida). *Archiv für Protistenkunde*, 124(1-2): 125-131.

Fernández-Leborans, G. & Zaldumbide, M. C. 1983. *Chlorella* sp. (Chlorophyta) endosymbiotic of *Stentor coeruleus* (Protozoa, Ciliophora). *Archiv für Protistenkunde*, 127(2): 193-200.

Finlay, B., Bannister, P. & Stewart, J. 1979. Temporal variation in benthic ciliates and the application of association analysis. *Freshwater Biology*, 9(1): 45-53.

Finlay, B. J., Téllez, C. & Esteban, G. 1993. Diversity of free-living ciliates in the sandy sediment of a Spanish stream in winter. *Journal of General Microbiology*, 139: 2855-2863.

Flores-Flores, M. L. 2012. Estudio taxonómico de protozoos de vida libre (ciliados, rizópodos y euglenoideos) de un manantial y una caída de agua del estado de México. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 81 p.

Foissner, W. 1984. Infraciliatur, silberliniensystem und biometrie einiger neuer und wenig bekannter terrestrischer, limnischer und mariner ciliaten (Protozoa: Ciliophora) aus den klassen Kinetofragminophora, Colpodea und Polyhymenophora. *Stapfia*, Linz, 12: 1-165.

Foissner, W. 1994. Progress in taxonomy of planktonic freshwater ciliates. *Marine Microbial Food Webs*, 8(1-2): 9-35.

Foissner, W. 2001. *Stentor*. In: *Encyclopedia of Life Sciences*: 561-566 p.

Foissner, W. 2019. A detailed description of a Brazilian *Holophrya teres* (Ehrenberg, 1834) and nomenclatural revision of the genus *Holophrya* (Ciliophora, Prostomatida). *European Journal of Protistology*: 125662.

Foissner, W. & Berger, H. 1996. An 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. *Freshwater Biology*, 35: 375-482.

Foissner, W. & Moog, O. 1992. Die gewässergüte der unteren Traun im spiegel ihrer wimpertiergesellschaften. *Kataloge des Landesmuseums*, 54: 99-108.

Foissner, W. & O'Donoghue, P. J. 1990. Morphology and infraciliature of some freshwater ciliates (Protozoa: Ciliophora) from Western and South Australia. *Invertebrate Taxon*, 3: 661-696.

Foissner, W. & Wölfl, S. 1994. Revision of the genus *Stentor* Oken (Protozoa, Ciliophora) and description of *S. araucanus* nov. spec. from South America lakes. *Journal of Plankton Research*, 16(3): 255-289.

Foissner, W., Berger, H. & Kohmann, F. 1992a. *Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiesystems. Band II. Peritrichia, Heterotrichida, Odontostomatida. Informationsberichte des Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft, München, Germany. 502 p.*

Foissner, W., Unterweger, A. & Henschel, T. 1992b. Beitrag zur ciliatenfauna (Protozoa: Ciliophora) einiger seltenbäche der Amper (Oberbayern, Deutschland). *Lauterbornia*, 9: 45-57.

Foissner, W., Berger, H. & Kohmann, F. 1994. *Taxonomische und ökologische Revision der Ciliaten des Saprobiensystems: Band III, Hymenostomata, Prostomatida, Nassulida*. Informationsberichte Bayer. Landesamtes für Wasserwirtschaft. 417 p.

Foissner, W., Berger, H. & Schaumburg, J. 1999. *Identification and ecology of limnetic plankton ciliates*. Informationsberichte des Bayerischen Landesamtes für Wasserwirtschaft. Munich. 793 p.

Foissner, W., Kusuoka, Y. & Shimano, S. 2008. Morphology and gene sequence of *Levicoleps biwae* n. gen., n. sp. (Ciliophora, Prostomatida), a proposed endemic from the ancient lake Biwa, Japan. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 55(3): 185-200.

Fokin, S. 1997. Morphological diversity of the micronuclei in *Paramecium*. *Archiv für Protistenkunde*, 148(4): 375-387.

Fokin, S. I. 2010. *Paramecium* genus: biodiversity, some morphological features and the key to the main morphospecies discrimination. *Protistology*, 6 (4): 227–235.

Fokin, S. I. 2012. Frequency and biodiversity of symbionts in representatives of the main classes of Ciliophora. *European Journal of Protistology*, 48(2): 138-148.

Fokin, S. I. & Chivilev, S. M. 2000. *Paramecium* morphometric analysis and taxonomy. *Acta Protozoologica*, 39(1): 1-14.

Fokin, S. I., Przyboś, E. & Chivilev, S. M. 2001. Nuclear reorganization variety in *Paramecium* (Ciliophora: Peniculida) and its possible evolution. *Acta Protozoologica*, 40(4): 249-262.

Fokin, S. I., Przyboś, E., Chivilev, S. M., Beier, C. L., Horn, M., Skotarczak, B., Wodecka, B. & Fujishima, M. 2004. Morphological and molecular investigations of *Paramecium schewiakoffi* sp. nov. (Ciliophora, Oligohymenophorea) and current status of distribution and taxonomy of *Paramecium* spp. *European Journal of Protistology*, 40(3): 225-243.

Fokin, S. I., Schweikert, M. & Fujishima, M. 2005. Recovery of the ciliate *Paramecium multimicronucleatum* following bacterial infection with *Holospira obtusa*. *European Journal of Protistology*, 41(2): 129-138.

Foto-Menbohan, F., Zebaze-Togouet, S. H., Ajeegah-Gideon, A., Nzieleu-Tchapnouo, G. J. & Njiné, T. 2011. Ciliates community distribution and saprobic evaluation of an urban hydrosystem: the Biyeme stream Cameroon (Central Africa). *Journal of Applied Biosciences*, 48: 3306-3315.

Galal, M. A. 2018. Field studies on the protozoan distribution in Damietta and Rosetta branches of the River Nile, Egypt. *Journal of Egyptian Academic Society for Environmental Development. D, Environmental Studies*, 19(1): 33-41.

Gasol, J. M., García-Cantizano, J., Massana, R., Peters, F., Guerrero, R. & Pedrós-Alió, C. 1991. Diel changes in the microstratification of the metalimnetic community in lake Cisó. *Hydrobiologia*, 211(3): 227-240.

Gasol, J. M., Peters, F., Guerrero, R. & Pedrós-Alió, C. 1992. Community structure in Lake Cisó: Biomass allocation to trophic groups and differing patterns of seasonal succession in the meta-and epilimnion. *Archiv für Hydrobiologie*, 123(3): 275-303.

Gasol, J. M., García-Cantizano, J., Massana, R., Guerrero, R. & Pedrós-Alió, C. 1993. Physiological ecology of a metalimnetic *Cryptomonas* population: relationships to light, sulfide and nutrients. *Journal of Plankton Research*, 15(3): 255-275.

Genitsaris, S., Stefanidou, N., Katsiapi, M., Vardaka, E., Kormas, K. A., Sommer, U. & Moustaka-Gouni, M. 2016. *Haematococcus*: a successful air-dispersed colonist in ephemeral waters is rarely found in phytoplankton communities. *Turkish Journal of Botany*, 40(4): 427-438.

Gittleson, S. M. & Sears, D. F. 1964. Effects of CO₂ on *Paramecium multimicronucleatum*. *The Journal of Protozoology*, 11(2): 191-199.

Goetsch, W. 1930. Expediciones informativas por el país para el estudio de la fauna chilena. *Anales de la Universidad de Chile*: 1439-1481.

Gomes, E. A. T. & Godinho, M. J. L. 2003. Structure of the protozooplankton community in a tropical shallow and eutrophic lake in Brazil. *Acta Oecologica*, 24: S153-S161.

Gong, Y. C., Yu, Y. H., Zhu, F. Y. & Feng, W. S. 2007. Molecular phylogeny of *Stentor* (Ciliophora: Heterotrichea) based on small subunit ribosomal RNA sequences. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 54: 45-48.

González-Labastida, M. E. 1995. Estudio de la variación espacial y temporal de los ciliados planctónicos de los lagos de Chapultepec. Tesis de Licenciatura, Facultad de Estudios Superiores Iztacala. Universidad Nacional Autónoma de México, México. 56 p.

González-Palma, C. A. 2016. Ciliados de tres cauces del parque estatal “Sierra de Tepotzotlan”, Estado de México, México: aspectos taxonómicos y de evaluación saprobia. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 76 p.

Goulder, R. 1971. Vertical distribution of some ciliated protozoa in two freshwater sediments. *Oikos*: 199-203.

Goulder, R. 1972. Grazing by the ciliated protozoon *Loxodes magnus* on the alga *Scenedesmus* in a eutrophic pond. *Oikos*, 23: 109-115.

Goulder, R. 1974. The seasonal and spatial distribution of some benthic ciliated protozoa in Esthwaite Water. *Freshwater Biology*, 4(2): 127-147.

Goulder, R. 1980. The ecology of two species of primitive ciliated protozoa commonly found in standing freshwaters (*Loxodes magnus* Stokes and *L. striatus* Penard). *Hydrobiologia*, 72(1-2): 131-158.

Grabacka, E. 1971. Ciliata in bottom sediments of fingerling ponds. *Polish Archives of Hydrobiology*, 18(2): 225-233.

Gracia, M. P. & Igual, J. 1987. Los ciliados como organismos saprobios de las aguas. *Miscellanea Zoologica*, 11: 1-11.

Green, J., Corbet, S. A., Betney, E. W. N. & Lan, O. B. 1976. Ecological studies on Indonesian lakes. Overturn and restratification of Ranu Lamongan. *Journal of Zoology*, 180(3): 315-354.

Grinienė, E. 2012. Diversity and functional role of plankton ciliates in an eutrophic coastal lagoon. Ph.D. Thesis. Coastal Research and Planning Institute, Klaipėda University, Russia. 124 p.

Grinienė, E., Mažeikaitė, S. & Gasiūnaitė, Z. R. 2011. Inventory of the taxonomical composition of the plankton ciliates in the Curonian Lagoon (SE Baltic Sea). *Oceanological and Hydrobiological Studies*, 40(4): 86-95.

Guhl, B. E., Finlay, B. J. & Schink, B. 1994. Seasonal development of hypolimnetic ciliate communities in a eutrophic pond. *FEMS Microbiology Ecology*, 14: 293-306.

Guillén, A. G. K. 2002. Diversidad protozoológica de los pantanos de Villa Chorrillos-Lima-Perú. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias Biológicas, Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Perú. 151 p.

Guillén, G., Morales, E. & Severino, R. 2003. Adiciones a la fauna de protozoarios de los pantanos de Villa, Lima, Perú. *Revista Peruana de Biología*, 10(2): 175-182.

Hadas, O., Pinkas, R. & Erez, J. 2001. High chemoautotrophic primary production in lake Kinneret, Israel: a neglected link in the carbon cycle of the lake. *Limnology and oceanography*, 46(8): 1968-1976.

Hagras, A. E., El-Tantawy, S. A., El-Naggar, A. M. & El-makarm, E. A. A. 2019. A survey of ciliates (Ciliophora, Chromista) from groundwater in Mansoura, Egypt. *International Journal of Innovative Science and Research Technology*, 4(4): 65-71.

Hardoim, E. L. & Heckman, C. W. 1996. The seasonal succession of biotic communities in wetlands of the tropical wet-and-dry climatic zone: IV. The free-living sarcodines and ciliates of the Pantanal of Mato Grosso, Brazil. *Internationale Revue der gesamten Hydrobiologie und Hydrographie*, 81(3): 367-384.

Hartwig, E. 1977. On the interstitial ciliate fauna of Bermuda. *Cahters de Biologie Marine*, 18: 113-126.

Heckman, C. W. 1998. *The Pantanal of Poconé: Biota and Ecology in the Northern Section of the World's Largest Pristine Wetland*. Springer, London. 624 p.

Hempel, A. 1898. A list of the protozoa and rotifera found in the Illinois river and adjacent lakes at Havana, Ill. *Bulletin Illinois State Laboratory of Natural History*, 5: 301-388.

Henebry, M. & Cairns, J. J. 1984. Protozoan colonization rates and trophic status of some freshwater wetland lakes. *The Journal of Protozoology*, 31(3): 456-467.

Henebry, M. S., Cairns, J., Schwintzer, C. R. & Yongue, W. H. 1981. A comparison of vascular vegetation and protozoan communities in some freshwater wetlands of Northern Lower Michigan. *Hydrobiologia*, 83(3): 353-375.

Hernández-Anaya, M. 1981. Ciliados de una laguneta de los medianos cercanos al puerto de Veracruz. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México, 105 p.

Iannacone-Oliver, J. A., Alvariño-Flores, L. & Ramirez-Rodriguez, P. 2000. Una técnica de bioensayo empleando a los ciliados de vida libre *Stentor coeruleus* Enrenberg y *Spirostomum ambiguum* Enrenberg para la evaluación de los efectos del mercurio y arsénico. *Acta Toxicológica Argentina*, 8(1): 5-9.

Iwatsuki, K. & Naitoh, Y. 1983. Behavioral responses in *Paramecium multimicronucleatum* to visible light. *Photochemistry and Photobiology*, 37(4): 415-419.

Iwatsuki, K. & Song, P. 1985. Deuterium oxide (D₂O) enhances the photosensitivity of *Stentor coeruleus*. *Biophysical*, 48: 1045-1048.

Jennings, H. S. 1900. A report on the work of the protozoa of lake Erie, with special reference to the laws of their movements. *Bulletin of the United States Fish Commission*. 105-114.

Jiang, J. 2006. Development of a new biotic index to assess freshwater pollution. *Environmental Pollution*, 139: 306-317.

Jiang, J. G. & Shen, Y. F. 2005. Use of the aquatic protozoa to formulate a community biotic index for an urban water system. *Science of the Total Environment*, 346: 99-111.

Jung, J. H., Park, M. H., Kim, S. Y., Choi, J. M., Min, G. S. & Kim, Y. O. 2017. Checklist of Korean ciliates (Protozoa: Ciliophora). *Journal of Species Research*, 6(3): 241-257.

Kadhim, Z. Y. 2013. Ecological and taxonomic study of protozoa community in the East Bank of river Tigris within Baghdad City. Thesis Master of Science. University of Baghdad, Iraq. 146 p.

Karus, K., Feldmann, T., Nöges, P. & Zingel, P. 2014. Ciliate communities of a large shallow lake: association with macrophyte beds. *European Journal of Protistology*, 50: 382-394.

Kattar, M. R. 1970. Estudo dos protozoários ciliados psamófilos do litoral brasileiro. *Boletim de Zoologia e Biologia Marinha (Nova Série)*, 27: 123-206.

Kaur, P. & Mehra, N. K. 2001. Epiphytic ciliated protozoan communities along a pollution gradient in the River Yamuna, Delhi: implications for the assessment of water quality and biodiversity. *Internationale Vereinigung für theoretische und angewandte Limnologie: Verhandlungen*, 27(7): 4043-4052.

Kelleher, J. K. 1977. A kinetic model for microtubule polymerization during oral regeneration in *Stentor coeruleus*. *Biosystems*, 9: 269-279.

Kim, I. H., Rhee, J. S., Huh, J. W., Florell, S., Faure, B., Lee, K. W., Kahsai, T., Song, P. S., Tamai, N., Yamazaki, T. & Yamazaki, I. 1990. Structure and function of the photoreceptor stentorins in *Stentor coeruleus*. I. Partial characterization of the photoreceptor organelle and stentorins. *Biochimica et Biophysica Acta*, 1040: 43-57.

Kitching, J. A. 1939. The effects of a lack of oxygen and of low oxygen tensions on *Paramecium*. *The Biological Bulletin*, 77(3): 339-353.

Klavins, M., Rodinov, V., Cimdins, P., Klavina, I., Purite, M. & Druvietis, I. 1996. Well water quality in Latvia. *International Journal of Environmental Studies*, 50(1): 41-50.

Klimek, B., Fyda, J., Pajdak-Stós, A., Kocerba, W., Fiałkowska, E. & Sobczyk, M. 2012. Toxicity of ammonia nitrogen to ciliated protozoa *Stentor coeruleus* and *Coleps hirtus* isolated from activated sludge of wastewater treatment plants. *Bulletin of Environmental Contamination and Toxicology*, 89: 975-977.

Kondrateva, T., Nikonenkova, T. & Stepanova, N. 2019. Using cilioplankton as an indicator of the ecological condition of aquatic ecosystems. *Geosciences*, 9(464): 1-14.

Kool, R. 1975. The ecology of the ciliated protozoa of Marion Lake, British Columbia. Master Thesis. University of British Columbia, Canada. 55 p.

Koval'Chuk, A. A. & Svintsova, Y. V. 1996. Structure and function of cryophilous cilioplankton-dynamics of species composition, abundance, and biomass. *Hydrobiological Journal*, 32(1): 50-57.

Krenek, S., Berendonk, T. U. & Fokin, S. I. 2015. New *Paramecium* (Ciliophora, Oligohymenophorea) congeners shape our view on its biodiversity. *Organisms Diversity & Evolution*, 15(2): 215-233.

Kreutz, M. & Foissner, W. 2006. The sphagnum ponds of Simmelried in Germany: A biodiversity hot-spot for microscopic organisms. *Protozoological Monographs*, 3: 1-267.

Kudo, R. R. 1946. *Protozoology*. Charles C. Thomas Pub. Illinois, U.S.A. 778 p.

Kuhlmann, H. W. 1998. Do phototactic ciliates make use of directional antennas to track the direction of light?. *European Journal of Protozoology*, 34: 244-253.

Kumazawa, H. 2002. Notes on the taxonomy of *Stentor* Oken (Protozoa, Ciliophora) and description of a new species. *Journal of Plankton Research*, 24: 69-75.

Küppers, G. C. & Claps, M. C. 2012a. Freshwater ciliates (Protozoa, Ciliophora) from Argentina: an annotated and updated compilation. In: Devarajan-Thangadurai., Sangeetha-Jayabalan., Busso, C. A. & Abarca-Arena, L. G. (Eds.). *Frontiers in Biodiversity Studies. IK International Publishing House, New Delhi and Bangalore, India*: 61-100.

Küppers, G. C. & Claps, M. C. 2012b. Spatiotemporal variations in abundance and biomass of planktonic ciliates related to environmental variables in a temporal pond, Argentina. *Zoological Studies*, 51(3): 298-313.

Küppers, G. C. & Claps, M. C. 2016. Diversity of freshwater ciliates (Protista) from Argentina. *Revista Brasileira de Zociências*, 17(1): 41-62.

Küppers, G. C., Garraza, G. G., Quiroga, M. V., Lombardo, R., Marinone, M. C., Vinocur, A. & Mataloni, G. 2016. Drivers of highly diverse planktonic ciliate assemblages in peat bog pools from Tierra del Fuego (Argentina). *Hydrobiologia*, 773(1): 117-134.

Kusch, J. 1998. Local and temporal distribution of different genotypes of pond-dwelling *Stentor coeruleus*. *Protist*, 149: 147-154.

Lackey, J. B. 1938. A study of some ecologic factors affecting the distribution of protozoa. *Ecological Monographs*, 8(4): 502-527.

Lackey, J. B. & Lackey, E. W. 1970. A late summer checklist of the marine microbiota around Logy Bay, Newfoundland. *Canadian Journal of Zoology*, 48(4): 789-795.

Lackey, J. B., Wattie, E., Kachmar, J. F. & Placak, O. R. 1943. Some plankton relationships in a small unpolluted stream. *The American Midland Naturalist*, 30(2): 403-425.

Lanzoni, O., Plotnikov, A., Khlopko, Y., Munz, G., Petroni, G. & Potekhin, A. 2019. The core microbiome of sessile ciliate *Stentor coeruleus* is not shaped by the environment. *Scientific Reports*, 9(1): 1-12.

Lee, J. W. 1942a. The effect of pH on food-vacuole formation in *Paramecium*. *Physiological Zoology*, 15(4): 459-465.

Lee, J. W. 1942b. The effect of temperature on food-vacuole formation in *Paramecium*. *Physiological Zoology*, 15(4): 453-458.

Lekhika, S. & Shikha, S. 2014. Invertebrate fauna in Flyash discharge pond. *International Research Journal of Environment Sciences*, 3(7): 15-23.

Li, K., Chen, Y., Zhang, W., Pu, Z., Jiang, L. & Chen, Y. 2012. Surface interactions affect the toxicity of engineered metal oxide nanoparticles toward *Paramecium*. *Chemical Research in Toxicology*, 25(8): 1675-1681.

Li, J., Chen, F., Liu, Z., Xu, K. & Zhao, B. 2013. Compositional differences among planktonic ciliate communities in four subtropical eutrophic lakes in China. *Limnology*, 14(1): 105-116.

Lobban, C. S. & Schefter, M. 2008. Freshwater biodiversity of Guam. 1. Introduction, with new records of ciliates and a heliozoan. *Micronesica*, 40(1-2): 273-293.

Lobban, C. S., Hallam, S. J., Mukherjee, P. & Jacob W. Petrich, J. W. 2007. Photophysics and multifunctionality of hypericin-like pigments in heterotrich ciliates: A phylogenetic perspective. *Photochemistry and Photobiology*, 83: 1074-1094.

López-Arias, T., Moretuzzo, C., Arhens, M. & Ude, R. 2012. Identificación de microorganismos bioindicadores presentes en lodos activos de plantas de tratamientos de aguas residuales. *Investigaciones y Estudios de la Universidad Nacional de Asunción (UNA)*, 7(1): 51-71.

López-Ochoterena, E. 1964. Some microscopic techniques and their proper use in the study of free-living protozoa in México. *Transactions of the American Microscopical Society*, 83: 428-433.

López-Ochoterena, E. 1965. Ciliados mesosapróbicos de Chapultepec (Sistemática, morfología, ecología). *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 26: 115-246.

López-Ochoterena, E. & Rouré-Cané, M. T. 1970. Lista taxonómica comentada de protozoarios de vida libre de México. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 31: 23-68.

Lu, B. R., Ma, M. Z., Gao, F., Shi, Y. H. & Chen, X. R. 2016. Morphology and molecular phylogeny of two colepid species from China, *Coleps amphacanthus* Ehrenberg, 1833 and *Levicoleps biwae jejuensis* Chen *et al.*, 2016 (Ciliophora, Prostomatida). *Zoological Research*, 37(3): 176-185.

Lu, X., Gentekaki, E., Xu, Y., Huang, L., Li, Y., Lu, X., Zhao, Y., Lin, X. & Yi, Z. 2019. Intra-population genetic diversity and its effects on outlining genetic diversity of ciliate populations: using *Paramecium multimicronucleatum* as an example. *European Journal of Protistology*, 67: 142-150.

Lugo-Vázquez, A. 1993. Estudio de las comunidades litorales de protozoarios en seis lagos cráter del estado de Puebla, mediante el método de colonización de sustratos artificiales. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 76 p.

Lugo, V. A., Sánchez, M. A., González, M. E. & Alcocer, J. 1998. Temporal patterns of planktonic ciliates abundance in three eutrophic urban lakes. *Internationale Vereinigung für theoretische und angewandte Limnologie: Verhandlungen*, 26(4): 1626-1630.

Ma, H., Choi, J. K. & Song, W. 2003. An improved silver carbonate impregnation for marine ciliated protozoa. *Acta Protozoologica*, 42: 161-164.

Machado-Velho, L. F., Lansac-Toha, P. R., Bressan B., Ramos de Meira, B., Cabral, A. F. & Lansac-Toha, F. A. 2013. Structure of planktonic ciliates community (Protist, Ciliophora) from an urban lake of southern Brazil. *Acta Scientiarum*, 35(4): 531-539.

Madoni, P. 1989. Community structure of the microzoobenthos in Lake Suviana (Tusco-Emilian Apennines). *Bolletino di Zoologia*, 56(2): 159-165.

Madoni, P. 1990. The ciliated protozoa of the monomictic lake Kinneret (Israel): species composition and distribution during stratification. *Hydrobiologia*, 190(2): 111-120.

Madoni, P. 1991. Community structure and distribution of ciliated protozoa in a freshwater pond covered by *Lemna minor*. *Bolletino di Zoologia*, 58(3): 273-279.

Madoni, P. & Bassanini, N. 1999. Longitudinal changes in the ciliated protozoa communities along fluvial system polluted by organic matter. *European Journal of Protistology*, 35: 391-402.

Madoni, P. & Braghiroli, S. 2007. Changes in the ciliate assemblage along a fluvial system related to physical, chemical and geomorphological characteristics. *European Journal of Protistology*, 43: 67-75.

Madoni, P. & Uluhogian, F. 1997. Ciliated protozoa of a geothermal sulphur spring. *Hydrobiologia*, 353(1-3): 161-170.

Madrazo-Garibay, M. & López Ochoterena, E. 1973. Protozoarios ciliados de México XIX. Estudio biológico de algunas especies recolectadas en el salto de San Antón, Estado de Morelos. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 34: 63-69.

Madrazo-Garibay, M. & López-Ochoterena, E. 1982. Segunda lista taxonómica comentada de protozoarios de vida libre de México. *Revista Latinoamericana de Microbiología*, 24: 281-295.

Maguire J. B. & Belk, D. 1967. *Paramecium* transport by land snails. *The Journal of Protozoology*, 14(3): 445-447.

Mahajan, K. K. 1971. Fauna of Rajasthan, India. Part, 10. Protozoa (No. 2). *Records of the Zoological Survey of India*, 63(1-4): 45-76.

Maloney, M. S., McDaniel, W. S., Locknar, S. A. & Torlina, H. M. 2005. Identification and localization of a protein immunologically related to caltractin (centrin) in the myonemes and membranelles of the heterotrich ciliate *Stentor coeruleus*. *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 52(4): 328-338.

Mansano, A. S., Hisatugo, K. F., Leite, M. A., Luzia, A. P. & Regali-Selegim, M. H. 2013. Seasonal variation of the protozooplanktonic community in a tropical oligotrophic environment (Ilha Solteira reservoir, Brazil). *Brazilian Journal of Biology*, 73(2): 321-330.

Matis, D., Tirjaková, E. & Stloukal, E. 1996. Ciliophora in the database of Slovak fauna. *Folia Faunistica Slovaca*, 1: 3-38.

Mazei, Y. A. & Burkovsky, I. V. 2005. Species composition of benthic ciliate community in the Chernaya river estuary (Kandalaksha Bay, White Sea) with a total checklist of the White Sea benthic ciliate fauna. *Protistology*, 4(2): 107-120.

Méndez-Sánchez, D. 2014. Ciliados de vida libre (Protozoa, Ciliophora) del humedal Atarasquillo Lerma, Estado de México. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Autónoma del Estado de México. México. 80 p.

Méndez-Sánchez, D. 2017. Estudio taxonómico de ciliados de vida libre (Alveolata: Ciliophora) en cuerpos de agua dulce de dos regiones biogeográficas de México. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, México. 164 p.

Méndez-Sánchez, D., Sánchez-Nava, P. & Mayén-Estrada, R. 2018. Free-living ciliates from a perturbed marsh in Central Mexico: some notes about taxonomy and ecology. *Protistology*, 12(4): 173-184.

Mieczan, T. 2005. Periphytic ciliates in littoral zone of three lakes of different trophic status. *Polish Journal of Ecology*, 53(4): 489-502.

Mieczan, T. 2006. Species diversity of protozoa (Rhizopoda, Ciliata) on mosses of *Sphagnum* genus in restoration areas of the poleski national park. *Acta Agrophysica*, 7(2): 453-459.

Mieczan, T. 2007. Epiphytic protozoa (testate amoebae and ciliates) associated with *Sphagnum* in peatbogs: relationship to chemical parameters. *Polish Journal of Ecology*, 55: 79-90.

Mieczan, T. 2008. Influence of emergent and submerged macrophytes on the structure of planktonic ciliate communities in shallow freshwater lakes (Eastern Poland). *International Review of Hydrobiology*, 93(3): 269–283.

Mieczan, T. 2010. Periphytic ciliates in three shallow lakes in Eastern Poland: a comparative study between a phytoplankton-dominated lake, a phytoplankton-macrophyte lake and a macrophyte dominated lake. *Zoological Studies*, 49(5): 589-600.

Mieczan, T. 2012. Distributions of testate amoebae and ciliates in different types of peatlands and their contributions to the nutrient supply. *Zoological Studies*, 51(1): 18-26.

Mieczan, T. 2014. Differentiation of microbial loop components in small anthropogenic reservoirs. *Polish Journal of Ecology*, 62(2): 323-334.

Mieczan, T., Tarkowska-Kukuryk, M., Płaska, W. & Rechulicz, J. 2014. Abiotic predictors of faunal communities in an ombrotrophic peatland lagg and an open peat bog. *Israel Journal of Ecology and Evolution*, 60(2-4): 62-74.

Mieczan, T., Adamczuk, M., Pawlik-Skowrońska, B. & Toporowska, M. 2015. Eutrophication of peatbogs: consequences of P and N enrichment for microbial and metazoan communities in mesocosm experiments. *Aquatic Microbial Ecology*, 74(2): 121-141.

Mironova, E. I., Telesh, I. V. & Skarlato, S. O. 2009. Planktonic ciliates of the Baltic Sea (a review). *Inland Water Biology*, 2(1): 13-24.

Mishima, S. 1975. Effect of adenine on *Paramecium multimicronucleatum*. *The Journal of Protozoology*, 22(3): 443-447.

Miyake, A., Harumoto, T. & Lio, H. 2001. Defense function of pigment granules in *Stentor coeruleus*. *European Journal of Protistology*, 37: 77-88.

Momyer, C. S. 1916. Observations in protozoology, with additions to the list of forms known to occur in Iowa and descriptions of some probable new species. Thesis of Master of Science, Faculty of the Graduate College of the State University of Iowa, U.S.A. 103 p.

Monkiedje, A., Njine, T., Meyabeme Elono, A. L., Zebaze, S. H., Kemka, N., Tchounwou, P. B. & Djomo, J. E. 2004. Freshwater microcosms-based assessment of eco-toxicological effects of a chemical effluent from the Pilcam industry in Cameroon. *International Journal of Environmental Research and Public Health*, 1(2): 111-123.

Moreno-Barón, M. & López-Ochoterena, E. 1976. Acción letal de tres detergentes aniónicos sobre diversas poblaciones de protozoarios ciliados. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 37: 233.

Negreiros, O. P., Segovia, B. T., Lansac-Tôha, F. M., Meira, B. R. D., Buosi, P. R. B., Cabral, A. F., Silva, S. H., Lansac-Tôha, F. A. & Velho, L. F. M. 2017. Structure and dynamic of planktonic ciliate community in a large Neotropical river: the relevance of the pluviosity and tributaries in the biodiversity maintenance. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 29: 1-17.

Ni, J., Yu, Y., Feng, W., Yan, Q., Pan, G., Yang, B., Zhang, X. & Li, X. 2010. Impacts of algal blooms removal by chitosan-modified soils on zooplankton community in Taihu Lake, China. *Journal of Environmental Sciences*, 22(10): 1500-1507.

Niedźwiecki, M., Adamczuk, M. & Mieczan, T. 2017. Trophic interactions among the heterotrophic components of plankton in man-made peat pools. *Journal of Limnology*, 76(3): 524-533.

Noland, L. E. 1925. A review of the genus *Coleps* with descriptions of two new species. *Transactions of the American Microscopical Society*, 44(1): 3-13.

Nomdedeu, O. V. & López-Ochoterena, E. 1988. Protozoarios ciliados de México. XXXII. Estudio ecológico de algunas especies para estimar el grado de contaminación del río La Magdalena, México, D. F. *Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología*, 15(1): 229-236.

Novikmec, N., Svitok, M., Bulánková, E., Čiamporová-Zaťovičová, Z., Derka, T., Halgoš, J., Hamerlík, L., Illéšová, D., Illyová, M., Krno, I., Lukás, J., Némethová, D., Pastuchová, Z., Stašiov, L., Šporka, F., Štefková, E., Tirjaková, E., Tomajka, J. & Bitušík, P. 2007. *Limnology of streams in the Poloniny National Park (The East Carpathians, Slovakia)*. Technical University in Zvolen. Eslovaquia. 69 p.

Nyberg, D. 1974. Breeding systems and resistance to environmental stress in ciliates. *Evolution*, 28(3): 367-380.

Olmo-Rísquez, J. L. 1998. Diversidad local y global de los protozoos ciliados de hábitats de agua dulce. Tesis Doctoral. Facultad de Biología, Universidad Complutense de Madrid, España. 108 p.

Ortiz-Haro, G. A. 2011. Efecto de los peces y el sedimento sobre los ciliados y las bacterias en mesocosmos en un lago urbano hipertrófico. Tesis de Licenciatura, Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México. México. 56 p.

Paiva, T. D. S., do Nascimento Borges, B., Harada, M. L. & da Silva-Neto, I. D. 2016. Description and molecular phylogeny of *Paramecium grohmannae* sp. nov. (Ciliophora, Peniculida) from a wastewater treatment plant in Brazil. *Revista Brasileira de Zoociências*, 17(1): 7-19.

Pallas, P. S. 1766. *Elenchus Zoophytorum*. Petrum van cleef, Hagae-Comitum, 451 p.

Parada-Albarracín, J. A. 2015. Control microbiológico operacional en el tratamiento de aguas residuales urbanas mediante biorreactores de membrana sumergida (MBR). Tesis Doctoral, Universidad de Granada, España. 478 p.

Park, H. C., Bae, C. H., Jun, J. & Kwak, M. 2011. Estimation of micro-biota in the Upo wetland using eukaryotic barcode molecular markers, *Journal of Ecology and Field Biology*, 34(3): 323-331.

Patterson, D. J. & Hedley, S. 1998. *Free-living freshwater protozoa. A color guide*. Manson Pub., Barcelona, España. 223 p.

Pauleto, G. M., Velho, L. F. M., Buosi, P. R. B., Brão, A. F. S., Lansac-Tôha, F. A. & Bonecker, C. C. 2009. Spatial and temporal patterns of ciliate species composition (Protozoa: Ciliophora) in the plankton of the Upper Paraná River floodplain. *Brazilian Journal of Biology*, 69(2, Suppl.): 517- 527.

Paulin, J. J. & Bussey, J. 1971. Oral regeneration in the ciliate *Stentor coeruleus*: a scanning and transmission electron optical study. *Journal of Protozoology*, 18(2): 201-213.

Pawar, S. B. & Shembekar, V. S. 2013. Two species of genus: *Coleps* (*C. hirtus* and *C. elongatus*) found in reservoir at Dhanegoan, Osmanabad (MS). *International Journal of Recent Scientific Research*, 4(3): 202-207.

Pfister, G., Auer, B. & Arndt, H. 2002. Pelagic ciliates (Protozoa, Ciliophora) of the different brackish and freshwater lakes – a community analysis at the species level. *Limnologica*, 32: 147-168.

Potekhin, A. & Mayén-Estrada, R. 2020. *Paramecium* diversity and a new member of the *Paramecium aurelia* species complex described from Mexico. *Diversity*, 12(197): 1-20.

Potekhin, A., Przyboś, E. & Rautian, M. 2008. *Paramecium* species of the upper and lower Volga river basin, Russia. *Folia Biologica*, 56(3-4): 203-207.

Powers, J. H. & Mitchell, C. 1910. A new species of *Paramecium* (*P. multimicronucleata*) experimentally determined. *Biological Bulletin*, 19(6): 324-332.

Powelson, E. E., Gates, M. A. & Berger, J. 1975. A biometrical analysis of 22 stocks of four syngens of *Paramecium aurelia*. *Canadian Journal of Zoology*, 53(1): 19-32.

Primc-Habdija, B., Habdija, I. & Plenkovic-Moraj, A. 2001. Tufa deposition and periphyton overgrowth as factor affecting the ciliate community on travertine barriers in different current velocity conditions. *Hydrobiologia*, 457: 87-96.

Przyboś, E. 2008. New stands of *Paramecium tetraurelia* (Ciliophora, Protozoa) in Australia and Europe. *Folia Biologica*, 56(1-2): 111-113.

Przyboś, E. & Fokin, S. 1997. Species of the *Paramecium aurelia* complex Sonneborn in Germany. *Archiv für Protistenkunde*, 148(1-2): 167-172.

Przyboś, E. & Tarcz, S. 2016. *Paramecium jenningsi* complex: existence of three cryptic species confirmed by multi-locus analysis and strain crosses. *Systematics and Biodiversity*, 14(2): 140-154.

Przyboś, E., Nevo, E. & Pavlicek, T. 2002. Distribution of species of the *Paramecium aurelia* complex in Israel. *Acta Protozoologica*, 41: 293-295.

Przyboś, E., Hori, M. & Fokin, S. I. 2003. Strains of *Paramecium quadecaurelia* from Namibia, Africa; genetic and molecular studies. *Acta Protozoologica*, 42: 357-360.

Radhakrishnan, R. & Jayaprakas, V. 2015. Free living protozoans as bioindicators in Vembanad lake, Kerala, India, an important Ramsar site. *International Journal of Fisheries and Aquatic Studies*, 2(3): 192-197.

Raikhel, N., Paulin, J. J. & Skarlato, S. O. 1981. Mitosis of micronuclei during division and regeneration ciliate *Stentor coeruleus*. *The Journal of Protozoology*, 28(1): 103-107.

Rajabunizal, K. & Ramanibai, N. 2013. Checklist for planktonic ciliates (Protozoa, Ciliophora) living in Velacherry lake, Chennai, India. *Buggs R All*, 20: 22-25.

Ramírez de Guerrero, A. 1970. Sistemática y morfología de algunas especies de protozoarios del estado de Puebla, México. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 31: 69-94.

Ranju, R., Bindu, L. & Jayaprakas, V. 2013. Reports of some freeliving protozoans from Vembanad lake, an important Ramsar site, Kerala, India. *Journal of Environment and Sociobiology*, 10(2): 109-112.

Rautian, M., Przyboś, E., Surmacz, M. & Lebedeva, N. 2014. New stands of species of the *Paramecium aurelia* complex in Africa and Europe. *Folia Biologica (Kraków)*, 62(4): 361-366.

Regali-Selegim, M. H., Godinho, M. J. L. & Matsumura-Tundisi, T. 2011. Checklist of "protozoans" from São Paulo State, Brazil. *Biota Neotropica*, 11 (Supl. 1): 389-426.

Rivera, F., Castro, F., Moreno, G., Lugo, A., Gallegos, E. & Norouzian, M. 1988. Protozoa of a rotating biological contactor treatment plant in Mexico. *Water, Air, and Soil Pollution*, 42: 281-301.

Rudberg, P. & Sand, O. L. A. V. 2000. Bistable membrane potential of the ciliate *Coleps hirtus*. *Journal of Experimental Biology*, 203(4): 757-764.

Ruiz, A. 1961. Ciliados de vida libre de la Ciudad Universitaria, Costa Rica. *Revista de Biología Tropical*, 9(2): 209-214.

Sámamo, B. A. & Sokoloff, D. 1931. La flora y fauna de aguas dulces del Valle de México. *Monografías del Instituto de Biología México*, 1: 5-49.

Sánchez-Rodríguez, M. R., Lugo-Vázquez, A., Oliva-Martínez, M. G., Verver y Vargas, G. J., Rodríguez-Rocha, A. & Peralta-Soriano, L. 2011. Planktonic ciliates in a hypertrophic pond: functional role and importance. *Journal of Environmental Biology*, 32(4): 497-503.

Santhakumari, V. & Gopalan, U. K. 1980. The protozoan associates of some crustaceans. *Mahasagar*, 13(2): 125-131.

Sears, D. F. & Gittleson, S. M. 1964. Cellular narcosis of *Paramecium multimicronucleatum* by xenon and other chemically inert gases. *The Journal of Protozoology*, 11(4): 538-546.

Sedar, A. W. & Porter, K. R. 1955. The fine structure of cortical components of *Paramecium multimicronucleatum*. *The Journal of Cell Biology*, 1(6): 583-604.

Segovia, B. T., Lansac-Toha, F. M., De Meira, B. R., Cabral, A. F., Lansac-Tôha, F. A. & Velho, L. F. M. 2016. Anthropogenic disturbances influencing ciliate functional feeding groups in impacted tropical streams. *Environmental Science and Pollution Research*, 23(19): 1-14.

Senler, N. G. & Yildiz, I. 2004. Faunistic and morphological studies on ciliates (Protozoa: Ciliophora) from a small pond, with responses of ciliate populations changing environmental conditions. *Turkish Journal of Zoology*, 28: 245-265.

Serra, V., Fokin, S. I., Castelli, M., Basuri, C. K., Nitla, V., Verni, F., Sandeep, B.V., Kalavati, C. & Petroni, G. 2016. “*Candidatus Gortzia shahrazadis*”, a novel endosymbiont of *Paramecium multimicronucleatum* and a revision of the biogeographical distribution of Holospora-like bacteria. *Frontiers in Microbiology*, 7: 1-17.

Serrano-Limón, G. & López-Ochoterena, E. 1992. Análisis sistemático del grupo de protozoarios estudiados del lago de Xochimilco, D.F. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural*, 43: 63-69.

Shakoori, F. R., Tasneem, F., Al-Ghanim, K., Mahboob, S., Al-Misned, F., Jahan, N. & Shakoori, A. R. 2014. Variability in secondary structure of 18S ribosomal RNA as topological marker for identification of *Paramecium* species. *Journal of Cellular Biochemistry*, 115(12): 2077-2088.

Shazib, S. U. A., Vd’áčný, P., Kim, J. H., Jang, S. W. & Shin, M. K. 2014. Phylogenetic relationships of the ciliate class Heterotrichea (Protista, Ciliophora, Postciliodesmatophora) inferred from multiple molecular markers and multifaceted analysis strategy. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 78: 118-135.

Sigala-Regalado, I. 2008. Registro protozoológico en cinco biotopos de la cueva de los Riscos, Querétaro, México. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México. 116 p.

Sigala-Regalado, I. 2011. Diversidad de protozoos ciliados en cinco biotopos de cuevas de México. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México. 150 p.

Silva-Reyes, C. A. 2008. Evaluación comparativa de la capacidad depredadora de *Paramecium multimicronucleatum* y *Rotatoria rotatoria* sobre poblaciones de enterobacterias. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México. 61 p.

Sime-Ngando, T., Hartmann, H. J. & Grolière, C. A. 1990. Rapid quantification of planktonic ciliates: comparison of improved live counting with other methods. *Applied and Environmental Microbiology*, 56(7): 2234-2242.

Smurov, A. O. & Fokin, S. I. 1999. Resistance of *Paramecium* species (Ciliophora, Peniculia) to salinity of environment. *Protistology*, 1(1): 43-53.

Sommaruga, R. 1995. Microbial and classical food webs: a visit to a hypertrophic lake. *FEMS Microbiology Ecology*, 17(4): 257-270.

Sooksmarn, M. 1995. Protozoa ecology and its distribution in a semi-urban area in the central plain of Thailand. *Journal of the Science Society of Thailand*, 24: 305-322.

Sosa-Márquez, I. 2017. Bases moleculares de la alimentación en el ciliado *Stentor coeruleus*. Tesis de Maestría, Facultad de Ciencias Naturales, Universidad Autónoma de Querétaro, México. 59 p.

Souza, V. F. D. 2019. Diversidade do zooplâncton entre habitats aquáticos de Minas Gerais. Master Thesis. Instituto de Ciências Exatas e Biológicas, Universidade Federal de Ouro Preto, Brazil. 63 p.

Stout, J. D. 1956. Reaction of ciliates to environmental factors. *Ecology*, 37(1): 178-191.

Strüder-Kypke, M. C. & Lynn, D. H. 2010. Comparative analysis of the mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I (COI) gene in ciliates (Alveolata, Ciliophora) and evaluation of its suitability as a biodiversity marker. *Systematics and Biodiversity*, 8(1): 131-148.

Sullivan, W. D. 1957. Identification of protozoa from the region of point Barrow, Alaska. *Transactions of the American Microscopical Society*, 76(2): 189-196.

Sviben, S., Kepčija, R. M., Vidaković-Cifrek, Ž., Perić, M. S., Kružić, P., Popijač, A. & Primc, B. 2018. *Chara* spp. exhibit highly heterogeneous light adaptation, calcite encrustation and epiphyton patterns in a marl lake. *Aquatic Botany*, 147: 1-10.

Taher, M. A., Kabir, A. S., Shazib, S. U. A., Kim, M. S. & Shin, M. K. 2020. Morphological redescription and molecular phylogeny of three *Stentor* species (Ciliophora: Heterotrichea: Stentoridae) from Korea. *Zootaxa*, 4732(3): 435-452.

Takamura, N., Shen, Y. & Xie, P. 2000. Species richness of protozoa in Japanese lakes. *Limnology*, 1: 91-106.

Tarcz, S., Potekhin, A., Rautian, M. & Przyboś, E. 2012. Variation in ribosomal and mitochondrial DNA sequences demonstrates the existence of intraspecific groups in *Paramecium multimicronucleatum* (Ciliophora, Oligohymenophorea). *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 63(2): 500-509.

Tarkowska-Kukuryk, M. & Mieczan, T. 2012. Effect of substrate on periphyton communities and relationships among food web components in shallow hypertrophic lake. *Journal of Limnology*, 71(2): 53-64.

Tartar, V. 1958. *Stentor introversus*, n. sp. *The Journal of Protozoology*, 5(1): 93-95.

Taylor, W. D. 1983. A comparative study of the sessile, filter-feeding ciliates of several small streams. *Hydrobiologia*, 98(2): 125-133.

Telesh, I. V., Golubkov, S. M. & Alimov, A. F. 2008. The Neva estuary ecosystem. *In*: Schiewer, U. (ed.). *Ecology of Baltic coastal Waters, Ecological Studies 197*, Springer-Verlag, Berlin. pp. 259-284.

Thamm, M., Schmidt, S. L. & Bernhard, D. 2010. Insights into phylogeny of the genus *Stentor* (Heterotrichea, Ciliophora) with special emphasis on the evolution of the macronucleus based on SSU rDNA data. *Acta Protozoologica*, 49: 149-157.

Tirjaková, E. & Vďačný, P. 2005. Ciliate communities (Protozoa, Ciliophora) in tree-holes and influence of selected environmental factors on their structure. *Ekológia (Bratislava)*, 24 (Supl. 2): 20-36.

Tirjaková, E., Krajčovičová, K., Illyová, M. & Vďačný, P. 2016. Interaction of ciliate communities with cyanobacterial water bloom in a shallow, hypertrophic reservoir. *Acta Protozoologica*, 55(3): 173-188.

Urrutxurtu, I., Orive, E. & de la Sota, A. 2003. Seasonal dynamics of ciliates protozoa and their potential food in an eutrophic estuary (Bay of Biscay). *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 57: 1169-1182.

Uyaban-Sandoval, A. D. P. 2018. Identificación de protozoarios en aguas del cementerio Campos de Cristo (Soacha-Cundinamarca). Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias y Educación, Universidad Distrital Francisco José de Caldas, Colombia. 61 p.

Velázquez-Medina, M., Mayén-Estrada, R. & Pineda-López, R. 2020. Riqueza de protistas en la presa El Cajón, Querétaro, México: aproximación temporal y espacial, *Hidrobiológica*, 30(2): 117-127.

Warren, A., Patterson, D. J., Dunthorn, M., Clamp, J. C., Achilles-Day, U. E. M., Erna Aesch, E., Al-Farraj, S. A., Al-Quraishy, S., Al-Rasheid, K., Carr, M., Day, J. G., Dellinger, M., El-Serehy, H. A., Fan, Y., Gao, F., Gao, S., Gong, J., Gupta, R., Hu, X., Kamra, K., Langlois, G., Lin, X., Lipscomb, D., Lobban, C. S., Luporini, P., Lynn, D. H., Ma, H., Macek, M., Mackenzie-Dodds, J., Makhija, S., Mansergh, R. I., Martín-Cereceda, M., McMiller, N., Montagnes, D. J. S., Nikolaeva, S., Ong'ondo, G. O., Pérez-Uz, B., Purushothaman, J., Quintela-Alonso, P., Rotterová, J., Santoferrara, L., Shao, C., Shen, Z., Shi, X., Song, W., Stoeck, T., Terza, A. L., Vallesi, A., Wang, M., Weisse, T., Wiackowski, K., Wu, L., Xu, K., Yi, Z., Zufall, R. & Agatha, S. 2017. Beyond the "Code": A Guide to the Description and Documentation of Biodiversity in Ciliated Protists (Alveolata, Ciliophora). *Journal of Eukaryotic Microbiology*, 64(4): 539-554.

Wichterman, R. 1959. Mutation in the protozoan *Paramecium multimicronucleatum* as a result of X-irradiation. *Science*, 129: 207-208.

Wichterman, R. 1986. Classification and species of *Paramecium*. *In: The Biology of Paramecium*. Springer, Boston, Massachusetts: 1-62.

Xu, R. & Cronberg, G. 2010. Planktonic ciliates in Western Basin of lake Ringsjön, Sweden: community structure, seasonal dynamics and long-term changes. *Protistology*, 6(3): 173-187.

Xu, M., Cao, H., Xie, P., Deng, D., Feng, W. & Xu, J. 2005. The temporal and spatial distribution, composition and abundance of protozoa in Chaohu lake, China: relationship with eutrophication. *European Journal of Protistology*, 41: 183-192.

Ymas- González, I., Revilla, I. A. & Prieto, T. D. 2009. Evaluación de la contaminación de la presa Ejército Rebelde, Ciudad de la Habana, Cuba, mediante el empleo de protozoos como bioindicadores. *Revista Cubana de Investigaciones Pesqueras*, 26: 37-42.

Ymas-González, I. de la C. & Prieto T. D. 2012. Lista taxonómica de los protozoos ciliados (Protozoa: Ciliophora) del río Cojímar, La Habana, Cuba. *Revista Cubana de Ciencias Biológicas*, 70-74.

Zdanowski, B., Napiórkowska-Krzebietke, A., Stawecki, K., Świątecki, A., Babko, R., Bogacka-Kapusta, E., Czarnecki, B. & Kapusta, A. 2020. Heated Konin lakes: structure, functioning, and succession. In: Korzeniewska, E. & Harnisz, M. (Eds.). *Polish river basins and lakes—Part I*. Springer, Switzerland. pp. 321-349.

Zébazé-Togouet, S. H., Njiné, T., Kemka, N., Nola, M., Foto-Menbohan, S., Niyitegeka, D., Ngassam, P. & Boutin, C. 2006. Composition and spatio-temporal distribution of protozoan ciliates in a shallow and hypereutrophic lake in Central Africa (Cameroon). *Revue des Sciences de L'eau*, 19(3): 151-162.

Zou, Q., Lu, Z.-H., Li, C., Li, Y. & Huang, P. S. 2013. Seasonal pattern of planktonic ciliates in a subtropical shallow urban lake. *Current Research Journal of Biological Sciences*, 5(5): 210-219.