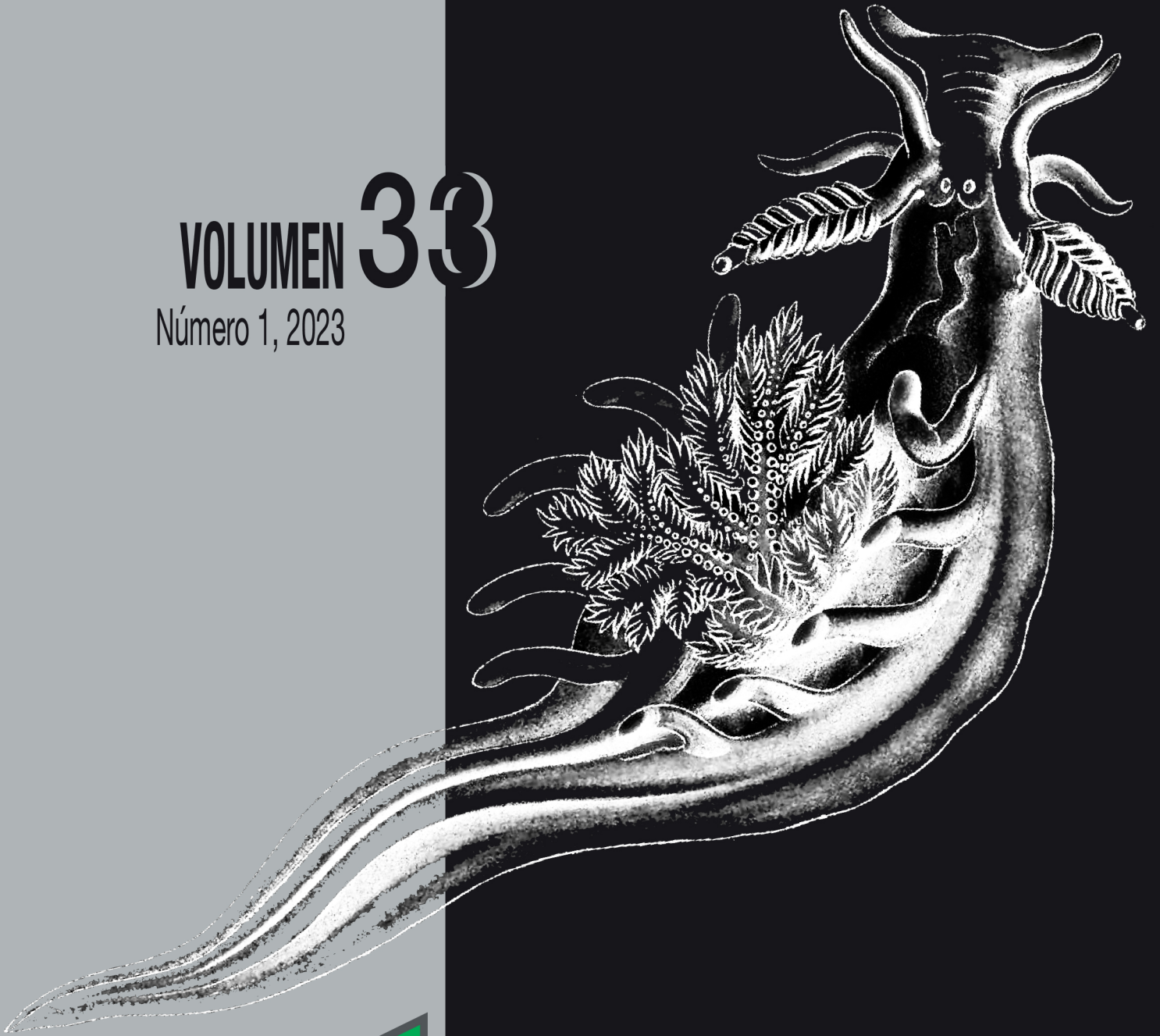


HIDROBIOLÓGICA

VOLUMEN 33
Número 1, 2023



UAM
Casa abierta al tiempo
UNIVERSIDAD AUTÓNOMA
METROPOLITANA
Unidad Iztapalapa



Enero-Abril de 2023

HIDROBIOLÓGICA

Revista del Departamento de Hidrobiología

VOLUMEN 33

Número 1

2023

Hidrobiológica es una publicación científica cuatrimestral del Departamento de Hidrobiología de la División de Ciencias Biológicas y de la Salud de la Universidad Autónoma Metropolitana-Unidad Iztapalapa creada desde 1991. **Hidrobiológica** está dirigida a publicar investigaciones originales e inéditas sobre la hidrología, biología, pesquerías, acuicultura, contaminación y ecología de los recursos y sistemas acuáticos, realizados en México y en todo el mundo.

Hidrobiológica (ISSN 2448-7333) pertenece al Catálogo de Revistas Mexicanas de Investigación Científica y Tecnológica del CONACyT desde 1994. Indizada en:

PERIÓDICA. Índice de Revistas Latinoamericanas en Ciencias.

Latindex. Catálogo-Sistema Regional de Información en Línea para Revistas Científicas de América Latina, El Caribe, España y Portugal.

Redalyc. Red de Revistas Científicas de América Latina, El Caribe, España y Portugal.

SciELO - Scientific Electronic Library Online.

Aquatic Sciences and Fisheries Abstracts (ASFA).

ISI-Thomson: Biological Abstracts y Biosis Previews.

E&M Biology (Elsevier)

Journal Citation Reports - Thomson Reuters (JCR)

Página electrónica: <http://hidrobiologica.izt.uam.mx/index.php/revHidro/login>

HIDROBIOLÓGICA. Vol. 33 Año 2023, Número 1, enero-abril de 2023, es una publicación cuatrimestral editada por la Universidad Autónoma Metropolitana, a través de la Unidad Iztapalapa, División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Departamento de Hidrobiología. Prolongación Canal de Miramontes 3855, Colonia Ex Hacienda San Juan de Dios, Alcaldía Tlalpan, C.P. 14387, México, Ciudad de México y Av. Ferrocarril San Rafael Atlixco, No. 186, Colonia Leyes de Reforma 1A Sección, Alcaldía Iztapalapa, C.P. 09310, México, Ciudad de México, teléfono: 55 5804-6475.

Página electrónica de la revista: <http://hidrobiologica.izt.uam.mx> y dirección electrónica: rehb@xanum.uam.mx. Editora Responsable: Dra. Ma. del Rocío Torres Alvarado. Certificado de Reserva de Derechos al Uso Exclusivo de Título No. 04-2014-071117092600-102, ISSN: 2448-7333, ambos otorgados por el Instituto Nacional del Derecho de Autor.

Responsable de la última actualización de este número, Dra. Ma. del Rocío Torres Alvarado, Departamento de Hidrobiología, División de Ciencias Biológicas y de la Salud, Unidad Iztapalapa Av. Ferrocarril San Rafael Atlixco, No. 186, Colonia Leyes de Reforma 1A Sección, Alcaldía Iztapalapa, C.P. 09310, México, Ciudad de México, teléfono: 55 5804-6475.

Fecha de última modificación: 30 de abril de 2023. Tamaño de archivo: 2.4 MB.

Las opiniones expresadas por los autores no necesariamente reflejan la postura del editor de la publicación.

Queda estrictamente prohibida la reproducción total o parcial de los contenidos e imágenes de la publicación sin previa autorización de la Universidad Autónoma Metropolitana.

COMITÉ EDITORIAL

Responsable de la edición del número

Editor en Jefe: Dra. María del Rocío Torres Alvarado

Área de Ecosistemas Costeros. Depto. de Hidrobiología.

División de Ciencias Biológicas y de la Salud

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)

CDMX, México

EDITORES ASOCIADOS

ÁREA SISTEMÁTICA, FILOGENIA Y MORFOLOGÍA

Dr. Francisco F. Pedroche

Área de Ciencias Ambientales

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Lerma (UAML)

Estado de México, México

Dr. Luis Manuel Guevara Chumacero

Área de Zoología. Depto. de Biología

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)

CDMX, México

ÁREA DE MANEJO DE RECURSOS ACUÁTICOS

Dra. Ana Laura Ibañez Aguirre

Área de Producción Acuática. Depto. de Hidrobiología

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)

CDMX, México

Dra. Alma Socorro Sobrino Figueroa

Área de Producción Acuática. Depto. de Hidrobiología

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)

CDMX, México

ÁREA AMBIENTAL

Dra. Laura Georgina Calva Benítez

Área de Ecosistemas Costeros. Depto. de Hidrobiología

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)

CDMX, México

Dra. Flor de María Cuervo López

Área de Microbiología. Depto. de Biotecnología

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)

CDMX, México

Dr. Francisco José Gutiérrez Mendieta

Área de Ecosistemas Costeros. Depto. de Hidrobiología

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)

CDMX, México

ÁREA DE ECOLOGÍA

M. en B. E. Sergio Humberto Álvarez Hernández

Área de Producción Acuática. Depto. de Hidrobiología

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)

CDMX, México

Dr. Ramón Andrés López Pérez

Área de Ecosistemas Costeros. Depto. de Hidrobiología

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)

CDMX, México

ÁRBITROS

Dra. Silvia Díaz Ruiz

Depto. De Hidrobiología
Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)
CDMX, México.

Dr. Luis Amado Ayala Pérez

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Xochimilco (UAM-X)
Depto. De El Hombre y su Ambiente

Dra. Mónica Cristina Rodríguez Palacio

Depto. De Hidrobiología
Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)
CDMX, México.

Gloria Garduño Solorzano

Facultad de Estudios Profesionales Iztacala,
Universidad Nacional Autónoma de México
CDMX, México

Dra. Roxana Olvera Ramírez

Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, I. P. N.

Dra. María del Rocío Torres Alvarado

Depto. De Hidrobiología
Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)
CDMX, México

Dra. Florina Ramírez Vives

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)
CDMX, México

Dr. Jorge Guillermo Chollet Villalpando

Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas del Instituto Politécnico
Nacional (CICIMAR-IPN)

Dr. Isaías Hazarmabeth Salgado Ugarte

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza
Laboratorio de Biometría y Biología Pesquera
CDMX. México

José Luis Gómez Márquez

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza
CDMX. México

Elia Lemus-Santana

Instituto de Ciencias de Mar y Limnología, UNAM

Lic. Angélica Vázquez Machorro

Universidad Nacional Autónoma de México, UNAM
CDMX, México

Concepción Lizette Ávila Herrera

Instituto Politécnico Nacional, IPN
CDMX, México

Rosa María García Martínez

Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa (UAMI)
CDMX, México

Dr. Gorgonio Ruíz Campos

Universidad Autónoma de Baja California

Dr. Adrian Felipe González Acosta

Centro Interdisciplinario de Ciencias Marinas del Instituto Politécnico
Nacional (CICIMAR-IPN)

Luz María Teresita Paz Maldonado

Facultad de Ciencias Químicas
Universidad Autónoma de San Luis Potosí

Diego González Halphen

Instituto de Fisiología Celular
UNAM

Mahinda Martínez

Facultad de Ciencias Naturales
Universidad de Querétaro

María Magdalena Ayala Hernández

Taxonomía, Filogenia de Plantas con semilla Herbario
Facultad de Estudios Superiores Zaragoza
CDMX. México

CONSEJO EDITORIAL

Dr. Raymundo Reyes-Gutiérrez

Área de Recursos Hídricos.
Depto. de Recursos de la Tierra
Universidad Autónoma Metropolitana
Unidad Lerma (UAM-L)
Estado de México, México.

Dr. Armando Domínguez-Ortíz

Área de Físicoquímica de Superficies.
Depto. de Química
Universidad Autónoma Metropolitana Unidad
Iztapalapa (UAM-I)
CDMX, México

Dra. Hisol Sarai López-Arellanes

Depto. Plancton y Ecología Marina
Instituto Politécnico Nacional, Centro
Interdisciplinario de Ciencias Marinas (CICIMAR-IPN)
La paz, BCS, México

Dr. Horacio Lozano-Cobo

Área de Zooplancton y Parasitología Marina.
Depto. De Hidrobiología
Universidad Autónoma Metropolitana Unidad
Iztapalapa (UAM-I)
CDMX, México

Dr. Manuel Castillo-Rivera

Área de Zoología. Depto. de Biología
Universidad Autónoma Metropolitana
Unidad Iztapalapa (UAM-I)
CDMX, México

Dra. Miriam Azucena Hernández-Zamora

Área de Ciencias Agrícolas y Biológicas
Instituto Politécnico Nacional, Escuela Nacional de
Ciencias Biológicas (IPN-ENCB)
CDMX, México

Dr. Roberto Rico-Martínez

Área de Centro de Ciencias Básicas.
Depto. de Química
Universidad Autónoma de Aguascalientes (UAA)
Aguascalientes, México

Dr. César Meiners-Mandujano

Área de Análisis de pesquerías y variables ambientales
Universidad Veracruzana, Instituto de Ciencias
Marinas y Pesquerías (UV)
Veracruz, México

Dr. Luis Amado Ayala-Pérez

Área de Sistemas y Procesos Ecológicos de los
Recursos Acuáticos Tropicales.
Depto. de El Hombre y su Ambiente.
Universidad Autónoma Metropolitana Unidad
Xochimilco (UAM-X)
CDMX, México

Dr. Jose Ivan Velazquez-Abunader

Área de Acuicultura, pesca y Biotecnología.
Depto. de Recursos del Mar
Instituto Politécnico Nacional, Centro de
Investigación y de Estudios Avanzados Mérida
(IPN-CINVESTAV)
Yucatán, México

Dra. Nataly Quiroz-González

Laboratorio de Ficología y Sección de Algas del Herbario
Universidad Nacional Autónoma de México,
Facultad de Ciencias (UNAM)
CDMX, México

Dra. Gloria Garduño-Solorzano

Laboratorio de Botánica.
Universidad Nacional Autónoma de México,
FES Iztacala (UNAM)
Estado de México, México

Dr. José Alberto Ocaña-Luna

Laboratorio de Ecología
Instituto Nacional de Ciencias Biológicas Escuela
Nacional de Ciencias Biológicas (IPN-ENCB)
CDMX, México

Dra. Rosa maría García-Martínez

Depto. de Zoología
Instituto Politécnico Nacional,
Escuela Nacional de Ciencias Biológicas (IPN-ENCB)
CDMX, México

Dr. Héctor Omar Mejía-Guerrero

Laboratorio de Variación Biológica y Evolución.
Depto. de Zoología.
Instituto Politécnico Nacional,
Escuela Nacional de Ciencias Biológicas (IPN-ENCB)
CDMX, México

HIDROBIOLÓGICA

Revista del Departamento de Hidrobiología de la
Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa

ÍNDICE AL VOLUMEN 33, NÚMERO 1 • 2023

**Godínez-Ortega, J. L., L. Peralta-Soriano, A. Lugo-Vázquez, M. A. Escobar-Oliva,
M. del R. Sánchez-Rodríguez y M. G. Oliva-Martínez**

Caracterización morfoquímica de *Chlamydomonas* durante un florecimiento en un lago urbano mexicano.....1-14

Del Moral-Flores, L. F., J. A. Martínez-Pérez, I. H. Salgado-Ugarte y M. del C. Alejo-Plata

Primeros registros de dos especies de peces ardilla (Holocentriformes: Holocentridae)
en aguas mexicanas del Golfo de México15-23

Beltrán-Vinalay, O. y A. Kobelkowsky

Anatomía de la cavidad bucofaringea del “jurel” *Caranx hippos* (Linnaeus, 1766)
(Teleostei: Carangidae).....25-38

Vicencio-De la Cruz, F., R. I. Hernández-Herrera, D. Ortigosa y R. Cuervo-González

Lista actualizada y nuevos registros de babosas marinas (Gastropoda: Heterobranchia)
en el Sistema Arrecifal Lobos-Tuxpan, México.....39-50

Pérez Bautista, D. S., J. R. Gersenowies Rodríguez, J. A. Olvera Ramos y R. E. Loya Zurita

Efecto de la técnica de transparentación-tinción afecta diferencialmente el análisis morfológico
y alométrico en ejemplares fijados de *Chloroscombrus chrysurus* (Perciformes: Carangidae)51-57

**Hernández Falconi, A. V., M. M. Castillo, M. Mendoza Carranza, A. Jarquín Sánchez
y R. Ramos Reyes**

Cambios en el uso del suelo afectan la calidad del agua y la concentración de clorofila
en arroyos tropicales59-72

**Almanza Encarnación, S., M. G. Figueroa Torres, M. J. Ferrara Guerrero, A. del R. Malpica Sánchez
y J. R. Ángeles Vázquez**

Microalgas asociadas a un vertedero de la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales
Cerro de la Estrella, sobre un canal de Xochimilco, Ciudad de México73-86

HIDROBIOLÓGICA

A Journal from Departamento de Hidrobiología de la
Universidad Autónoma Metropolitana-Iztapalapa

VOLUME INDEX 33, NUMBER 1 • 2023

- Godínez-Ortega, J. L., L. Peralta-Soriano, A. Lugo-Vázquez, M. A. Escobar-Oliva,
M. del R. Sánchez-Rodríguez and M. G. Oliva-Martínez**
Morphochemical characterization of *Chlamydomonas* during its blooming in a Mexican urban lake1-14
- Del Moral-Flores, L. F., J. A. Martínez-Pérez, I. H. Salgado-Ugarte and M. del C. Alejo-Plata**
First record of two soldierfishes species (Holocentriformes: Holocentridae) in Mexican waters
of the Gulf of Mexico15-23
- Beltrán-Vinalay, O. and A. Kobelkowsky**
Anatomy of the oropharyngeal cavity of the “crevalle jack”, *Caranx hippos* (Linnaeus, 1766)
(Teleostei: Carangidae).....25-38
- Vicencio-De la Cruz, F., R. I. Hernández-Herrera, D. Ortigosa and R. Cuervo-González**
Updated list and new records of sea slugs (Gastropoda: Heterobranchia) in the Lobos-Tuxpan
Reef System, Mexico39-50
- Pérez Bautista, D. S., J. R. Gersenowies Rodríguez, J. A. Olvera Ramos and R. E. Loya Zurita**
The effect of clearing and staining technique differentially affects morphometric and allometric analysis
in fixed *Chloroscombrus chrysurus* (Perciformes: Carangidae) species51-57
- Hernández Falconi, A. V., M. M. Castillo, M. Mendoza Carranza, A. Jarquín Sánchez
and R. Ramos Reyes**
Land use changes affect water quality and chlorophyll concentration in tropical streams.....59-72
- Almanza Encarnación, S., M. G. Figueroa Torres, M. J. Ferrara Guerrero, A. del R. Malpica Sánchez
and J. R. Ángeles Vázquez**
Microalgae associated with a landfill of the Cerro de la Estrella Wastewater Treatment Plant,
on a channel in Xochimilco, Mexico City.....73-86

Morphochemical characterization of *Chlamydomonas* during its blooming in a Mexican urban lake

Caracterización morfoquímica de *Chlamydomonas* durante un florecimiento en un lago urbano mexicano

José Luis Godínez-Ortega^{1*}, Laura Peralta-Soriano², Alfonso Lugo-Vázquez², Marco Antonio Escobar-Oliva³, María del Rosario Sánchez-Rodríguez² and María Guadalupe Oliva-Martínez²

Recibido: 30 de agosto de 2022.

Aceptado: 30 de noviembre de 2022.

Publicado: abril de 2023.

ABSTRACT

Background: Algal blooms have increased in frequency and intensity in recent decades. Excess nutrients of anthropogenic origin may be an essential factor that gives rise to these blooms. **Goals:** This work aimed to study an unusual bloom of the chlorophyte *Chlamydomonas* in an urban lake from a morphological and chemical approach. **Methods:** The study site was a small lake located in Cantera Oriente, Mexico City. Sampling was performed in February 2016 (the cold-dry season); environmental variables were measured *in situ*, and surface samples were obtained for organism abundance and chlorophyll-*a* concentration. An additional sample was freeze-dried for chemical analyses, and another sample was fixed in glutaraldehyde for ultrastructural studies by SEM, TEM, LM, and confocal microscopy, using the stain Nile red to detect the presence of intracellular lipids. **Results:** The results of morphological observations agreed with the characteristics of the description of *C. reinhardtii*. The bloom abundance values were high ($6.98 \times 10^5 \pm 1.37 \times 10^5$ cells mL⁻¹), confirmed by the high values of chlorophyll-*a* concentration (5548 ± 796 µg L⁻¹). The carbohydrate:protein ratio of the cells (0.15) indicates high protein synthesis during the enormous algal proliferation. The low lipid content (6.5 %) is associated with the absence of intracellular lipid granules and may be related to the availability of nitrogen and phosphorus and high vegetative multiplication. *C. reinhardtii* synthesizes essential fatty acids, such as alpha-linolenic acid (Omega 3), a precursor of beneficial lipids in human cardiovascular and neurological health. **Conclusions:** The bloom consisted mainly of *Chlamydomonas reinhardtii* and it significantly correlated with the chlorophyll *a* concentration, indicating high photosynthetic capacity and active cell division. Linoleic acid (Omega 3), an important substance for human health, was present in the alga composition. A controlled culture of this alga could improve the Omega 3 concentration offering a biotechnological resource for the future.

Key Words: Chemical composition, Cytochemistry, SEM, TEM, Ultrastructure.

¹ Laboratorio de Ficología, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Cd. Universitaria, Ciudad de México, 04510. México

² Grupo de Investigación en Limnología Tropical, Facultad de Estudios Superiores-Iztacala, UNAM. Av. de los Barrios no. 1, Los Reyes Iztacala, Tlalnepantla, Estado de México, 54090. México

³ Facultad de Estudios Superiores-Iztacala, UNAM. Av. de los Barrios no. 1, Los Reyes Iztacala, Tlalnepantla, Estado de México, 54090. México

***Corresponding author:**

José Luis Godínez Ortega: jlgo@unam.mx

To quote as:

López-Valdez, M. L., H. S. Espinosa-Pérez & A. L. bñez

Godínez-Ortega, J. L., L. Peralta-Soriano, A. Lugo-Vázquez, M. A. Escobar-Oliva, M. del R. Sánchez-Rodríguez & M. G. Oliva-Martínez. 2023. Morphochemical characterization of *Chlamydomonas* during its blooming in a Mexican urban lake. *Hidrobiológica* 33 (1): 1-14.

DOI:10.24275/uam/izt/dcbshidro/2023v33n1/Godínez

RESUMEN

Antecedentes: Los florecimientos algales han aumentado en frecuencia e intensidad en las últimas décadas. El exceso de nutrientes de origen antropogénico puede ser un factor esencial. **Objetivos:** Este trabajo tuvo como objetivo estudiar un florecimiento inusual de la clorofita *Chlamydomonas* en un lago urbano desde un enfoque morfológico y químico. **Métodos:** El sitio de estudio fue un pequeño lago somero ubicado en la Cantera Oriente, Ciudad de México. El muestreo se realizó en febrero de 2016 (época fría-seca); las variables ambientales se midieron *in situ* y se obtuvieron muestras de superficie para determinar la abundancia de organismos y la concentración de clorofila-*a*. Una muestra adicional se liofilizó para análisis químicos y otra muestra se fijó en glutaraldehído para estudios ultraestructurales mediante MEB, MET, ML y microscopía confocal, utilizando la tinción de rojo Nilo para detectar la presencia de lípidos intracelulares. **Resultados:** Los resultados de las observaciones morfológicas coincidieron con las características de la descripción de *C. reinhardtii*. Los valores de abundancia del florecimiento fueron altos ($6.98 \times 10^5 \pm 1.37 \times 10^5$ células mL⁻¹), lo cual se asocia con los altos valores de concentración de clorofila-*a* (5548 ± 796 µg L⁻¹). La proporción de carbohidratos: proteínas de las células (0.15) indica una alta síntesis de proteínas durante la enorme proliferación de algas. El bajo contenido de lípidos (6.5 %) está asociado a la ausencia de gránulos de lípidos

intracelulares, posiblemente vinculado con la disponibilidad de nitrógeno y fósforo y a la alta multiplicación vegetativa. *C. reinhardtii* sintetiza ácidos grasos esenciales, como el ácido alfa-linolénico (Omega 3), un importante precursor de lípidos beneficiosos para la salud cardiovascular y neurológica humana. **Conclusiones:** Se concluye que el florecimiento estuvo constituido principalmente por *C. reinhardtii*, lo que se correlacionó significativamente con la abundancia y concentración de clorofila, indicando alta capacidad fotosintética y división celular activa. Se encontró la presencia en las algas del ácido linoléico (Omega 3), de importancia en la salud humana, que podría aumentar su concentración en un cultivo controlado y así ofrecer un recurso biotecnológico en el futuro.

Palabras clave: Citoquímica, Composición química, MEB, MET, Ultraestructura.

INTRODUCTION

Nutrient concentrations play a fundamental role in the growth of any phytoplankton population. So, the availability of nutrients is of great importance in determining the competitive capacity of algae (Baldia *et al.*, 2003). Algal blooms and their causes are different in temperate zones, where they occur in the warmer months and persist throughout the summer, in contrast to those occurring in tropical zones, where they can occur at any time of the year and persist for a few weeks (Mowe *et al.*, 2015). Excess nutrients, through anthropogenic inputs, are known to be a fundamental factor in the prevalence of these growths (Reynolds, 1984; Millie *et al.*, 1999). Often these growths, which are generally associated with cyanobacteria such as *Microcystis*, *Anabaena*, and *Cylindrospermopsis*, are detrimental (Mowe *et al.*, 2015). However, there are other uncommon blooms of euglenoids, diatoms, and *Chlamydomonas*; some authors classify the latter genus as forming "Harmful Algal Blooms" (HABs), as they frequently clog water purification filters (Kruskopf & Du Plessis, 2004). Species of the genus *Chlamydomonas*, unlike cyanobacteria, are not toxic in the strict sense, but they do produce certain allelopathic compounds that inhibit the growth of other microalgae and some zooplankton organisms (Barreiro & Hairston Jr. 2013). There are few records of blooms generated by *Chlamydomonas*, but proliferations have occurred mainly in Europe and Australia; for example, in backwaters of the Ruhr River in Germany (Herrman & Jüttner, 1977); in lagoons and canals in the Llobregat delta, Spain, in 1982 (Catalán, 1984); in the Vaal River, South Africa, in August 1992 (Pieterse & Janse van Vuuren, 1997); and in the Canning River estuary in Western Australia in 2001 (River Science, 2005). There is no record of these blooms in America, which motivated the interest in studying the bloom in a small water body in Mexico City.

Our planet is in the Anthropocene era, threatening biodiversity, and human life. Studying fast-growing, oxygen-producing, nutraceuticals and biodiesel producing microalgae could help combat climate change and greenhouse gases. *Chlamydomonas reinhardtii* is a species that can be manipulated in artificial cultivation to produce high-value products such as biodiesel, nutraceutical, food, and medicinal substances. In addition, this alga has biotechnological potential since it grows in small spaces, without competition for space, by taking advantage of arid soils for its cultivation, as well as sunlight, which together with the physical and chemical conditions of the water could promote rapid and optimal growth (Scranton *et al.*, 2015).

This research's objective was to determine the species forming the bloom observed in 2016 in the North Lake of the Cantera Oriente and its morphological and chemical characterization.

MATERIAL AND METHODS

Study area. The bloom occurred in one of the four lakes located within the Cantera Oriente (CO) (19°19'08" N and 99°10'21" W), which is part of the Reserva Ecológica del Pedregal de San Ángel (REPSA), Mexico City, with an area of 206 000 m². The Cantera Oriente arose due to the extraction of volcanic rock (basalt), a concession of the UNAM to the Mexico City Asphalt Plant from 1970 to 1994; two years later, the Cantera Oriente was incorporated into the REPSA (Lot, 2007).

The climate of the Cantera Oriente is temperate sub-humid, with summer rains and dry winters. The average annual precipitation was 833 mm; the average annual temperature was 15.6 °C; the prevailing winds came from the N and NNE, and the altitude was 2559 m.a.s.l. The lakes in this area are classified as high-altitude aquatic systems; however, they are tropical lakes, considering their latitude. These water bodies are shallow, and despite sharing the same supply source, they present different environmental conditions, especially regarding their trophic status. The water bodies of the Cantera Oriente were characterized as eutrophic-hypertrophic (Lugo-Vázquez *et al.*, 2017).

Due to its geographic location, the lake under study was named Lago Norte (LN), with a maximum length of 198 m and 77 m in its widest portion, with an approximate area of 5450 m². It has a narrow channel (~10 m wide x ~159 m long) that is not easy to access, and it is presumed that water flows from the channel and runs into the water table. In the southern region, a gate links the LN to another larger aquatic system, Lago Centro (LC), which feeds water to the LN along with other channels from springs in the aquifer. The LN is a shallow body with a maximum depth of 1.20 m and is surrounded by arboreal vegetation, shrubs, and aquatic plants rooted in some parts of the littoral zone (*Typha latifolia* L.), with *Stuckenia pectinata* (L.) Börner predominant in the channels and free-floating *Lemna gibba* L. (Lot, 2007; Cuevas-Madrid *et al.*, 2020).

Light and Confocal Microscopy. Sampling was conducted on February 23, 2016, corresponding to the cold-dry season. Direct samples were taken from the surface layer (5 cm) to determine the morphological characteristics of the microalgae. A Zeiss light microscope (LM), model 1206 S09432 (Germany) was used, and images were taken with a Canon PowerShot G6 digital camera (Japan). For the confocal microscopy study, cells were fixed using 2% glutaraldehyde and re-suspended in a phosphate solution (pH 7.2-7.4, 0.1 M) (Mohan, 2006) and stained with Nile red (Sigma, Saint Louis, USA) at a final concentration of 2.5 µg mL⁻¹ (from a stock solution of 50 µg mL⁻¹ in methanol), followed by a 10 min incubation in the dark (Greenspan *et al.*, 1985; Siaut *et al.*, 2011). Images were captured using a Zeiss LSM (Germany) 800 confocal microscope with DIC optics and a plan-apo-63X oil immersion objective. Post-acquisition image management was performed using Zen software (Carl Zeiss, Germany). Cells were stained with the Nile red and visualized with 488 nm argon laser-generated fluorescence combined with a 560 to 615 nm filter to detect neutral lipids; for the combined Chlorophyll-Nile red fluorescence of polar lipids, a 647 to 753 nm filter was used.

Electron Microscopy. For scanning electron microscopy (SEM), the sample was fixed in glutaraldehyde (2%), washed with distilled water, and dehydrated in alcohols gradually (10-100 %), brought to a critical point (EMITECH K 850), and then mounted in aluminum sample holders on carbon tape and metalized with gold for 2 min (QUORUM Q150R ES). The samples were then observed in SEM (Hitachi SU1510, Hitachi, Japan), at a working distance of 15 mm and a voltage of 15 kV.

For transmission electron microscopy (TEM), the sample was fixed in 2% glutaraldehyde in phosphate buffer (pH 7.2-7.4) for two hours at 4°C. Cells were centrifuged at 500 g (1500 rpm) for 10 min. Post-fixation was performed with osmium tetroxide (1%) for 1 min. They were dehydrated with increasing series (10-100%) of ethyl alcohol at 4°C and embedded in epoxy resin (EPON®). Ultra-sections were 90 nm and contrasted with uranyl acetate (0.5 % to 3 %) and lead citrate (3%). Samples were observed and imaged on a TEM (JEOL, Model JEM1200 EX II, Tokyo, Japan) (Siaut *et al.*, 2011), with a resolution of 0.15 nm, an accelerating voltage of 60 to 120 kV, and a magnification of 50x to 500,000x (Toledo *et al.*, 2016). The service of the Imaging Unit of the Institute of Cell Physiology, UNAM, was used.

Liquid samples and permanent preparations were incorporated with their identification number (NI: 2481, 2486, 2491, 2492, 2510, 2581) in the National Herbarium of Mexico (MEXU).

Chemical analyses. An abundant filtered surface water sample (10L) of *Chlamydomonas* was lyophilized for chemical analyses. According to the methods proposed by AOAC International (2019), lipid content was determined by Soxhlet extraction (AOAC:920.85), nitrogen by Kjeldahl method (AOAC:978.04), protein percentage was calculated as the percentage of nitrogen multiplied by the factor 6.25, and ash content by combustion in a muffle at 550 °C. (AOAC:930.05). Total carbohydrate content was determined by difference [100 - (%moisture + %ash + %fat + %protein + dietary fiber)] (Pehrsson *et al.*, 2015). Dietary fiber (AOAC:992.16) was quantified with enzymatic (α -amylase 5%) and gravimetric autoclave treatment, and the residue was weighed to determine the ratio. Moisture was determined by vacuum drying (3 h) at a constant temperature (70°C) (AOAC: 925.04).

A homogenized sample of the algae was extracted using the methanol/dichloromethane method (2v/1v) to ascertain the fatty acid composition. Methyl esters (FAMES) were prepared according to AOAC Method (AOAC:996.06). Fatty acids determination was performed with an FID gas chromatograph (Scienc Model 436-GC, Compass CDS Software Version 3.0.2.144), equipped with a flame ionization detector and a capillary column (Thermo Scientific TG-Polar 105 m*0.25 mm * 0.2 μ m). Ultrahigh purity nitrogen was used as the carrier gas, and the method used was: 100 °C for 4 min, a gradient of 3 °C min⁻¹ to reach 240 °C for 15 min. The chromatograms were identified with a FAME mixture standard's retention times and correction factors (CRM47885, Supelco).

The catalytic combustion technique analyzed the percentage of total de carbon at 900°C in a Shimadzu brand equipment model TOC-L SSM-5000A (Shimadzu Corp., Kyoto, Japan; Jha *et al.*, 2014). For total nitrogen, digestion with H₂SO₄ and vapor entrainment titration was carried out. Total phosphorus was quantified by molybdo vanadate yellow complex colorimetry (AOAC: 995.11).

Cell density, chlorophyll, and environmental parameters. Direct samples were taken in triplicate from the surface using Falcon tubes

(50 mL). From each sample, three counts were performed to obtain cell density (n=9), using a Neubauer camera and 40X magnification.

These same samples were used to quantify chlorophyll-*a* concentration by performing triplicate measurements (n=9). A known volume (1 ml) was filtered, using Whatman GF/F fiberglass filters, according to the cold extraction method (4°C) with 90% acetone, using a Turner Designs model 10-AU fluorometer (Arar & Collins, 1997).

The main environmental parameters of the water column were measured *in situ* with conventional methods, using a YSI model 85 multiprobe and pH with a Conductronic model pH10 field potentiometer.

Chemical digestion of the organic matter was previously carried out with potassium persulfate solution (100 ml 0.375 N NaOH, 5 g of Potassium Persulfate, and 3 g of Boric Acid) under alkaline conditions using Valderrama (1981) method to quantify total phosphorus and nitrogen. Then, total nitrogen was measured as N-NO₃⁻¹ and total phosphorus as P-PO₄⁺³. The concentrations of ammoniacal nitrogen N-NH₃, nitrogen as nitrites (N-NO₂) and nitrogen as nitrates (N-NO₃), and dissolved reactive phosphorus (P-PO₄) were also measured. Dissolved inorganic nitrogen (DIN) was calculated from the above data. Bicarbonate concentration was calculated using the proportion between phenolphthalein and methyl orange alkalinity and transforming HCO₃⁻¹ concentration as mg L⁻¹ as CaCO₃ in HCO₃ (mg L⁻¹). Concentrations of Ca⁺² and Mg⁺² was calculated using the total and calcium hardness data. Methods described by APHA *et al.* (1985) were used.

Statistical analyses. A linear regression analysis between cell densities and chlorophyll-*a* concentration was performed using the PAST 4.06 package (Hammer *et al.*, 2001). Both data set were previously transformed to log₁₀.

RESULTS

Taxonomy and morphology. *Chlamydomonas* is classified within the Phylum Chlorophyta, Class Chlorophyceae, Order Chlamydomonadales, and Family Chlamydomonadaceae. It is a unicellular alga that is distinguished into different subgenera depending on the position of the pyrenoid. In the case of the Cantera Oriente bloom, the alga has a basal pyrenoid that includes it in the subgenus Euchlamydomonas and the Bivacuolatae group because it presents two contractile vacuoles apically. Blooming species was determined as *Chlamydomonas reinhardtii* P.A. Dangeard, 1888 (Fig. 1B).

Light microscopy (vegetative cells). Cells are solitary, free, broadly ovoid, 8-30 μ m long, and 7-22 μ m in diameter (Fig. 2A, B). Cup-shaped chloroplast and single pyrenoid, with a halo of starch grains, located in the lower part of the chloroplast (Fig. 2B). Two flagella of equal length or slightly shorter than the cell body emerges from the cell's anterior region without a papilla (Fig. 2C). The protoplast is observed separately from the cell wall (Fig. 2B, E). The base of the cell is circular 7-23 μ m; in this view, the pyrenoid is observed to be large and well-positioned in the central part (Fig. 2D).

Scanning and transmission electron microscopy (vegetative cells). The cells are ovoid or truncated pear-shaped, without a papilla in the longitudinal section (Fig. 3A). Remnants of the flagellar base are visible in the anterior region, just above the vacuoles. Mitochondria were located near the anterior-lateral cytoplasm under two contractile vacuoles,

the stigma and laterally the chloroplast with thylakoids (Fig. 3B). The nucleus is spherical (Fig. 3A, B) and situated slightly above the medial region. The cup-shaped chloroplast contains a pyrenoid in the posterior region (Fig. 3A, C). In the basal view, the pyrenoid is centrally located (Fig. 3C) with a white halo containing starch (Fig. 3D); tubular structures are observed in the centre of the pyrenoid (Fig. 3C, D). The relatively large stigma is located above the mitochondrion in the lateral-anterior region (Fig. 3B) above the mitochondrion.

In SEM, the cells in the lateral view are flattened pear-shaped with a smooth wall and a vestige of the flagellar apparatus in anterior position (Fig. 3E); in the basal view, the cells are circular and smooth-walled (Fig. 3F).

Table 1 summarizes the morphological characteristics of *C. reinhardtii*, including habitat and geographic distribution. The species under study is compared with four other microalgal species. *C. reinhardtii* is the only species (Table 1) to be ovoid; in ML, its anterior region is ellip-

soid, with a large basal pyrenoid and a mature thick-walled zygospore with anastomosing thickenings. The habitat is freshwater with a wide or cosmopolitan distribution, except for arctic regions (Table 1). Some organisms were mixed with *Chlamydomonas* with very low abundance (*Desmodesmus abundans* (Kirchner) E.H. Hegewald, diatoms, and some rotifers).

Light and electron microscopy (reproductive cells). Figures 4A-C show different stages of zygospores (juvenile to mature), with a diameter that ranged from 20 to 33 μm . Using Nile red staining and fluorescence in LM, bright yellow lipid droplets are distinguishable within the zygospore (Fig. 4A). Figures 4A and 4B show a thick and smooth outer wall and a thin inner membrane; under the wall, there are wavy or honeycombed ornamentations (Fig. 4A, B); the cytoplasm had a positive reaction to Lugol due to the abundance of starch; other developing reproductive cells without a reticulated wall are also observed (Fig. 4B). In SEM, an anastomosing reticulum protruding from the hexagonal-shaped outer layer is observed (Fig. 4C). In TEM, a well-formed two layers'

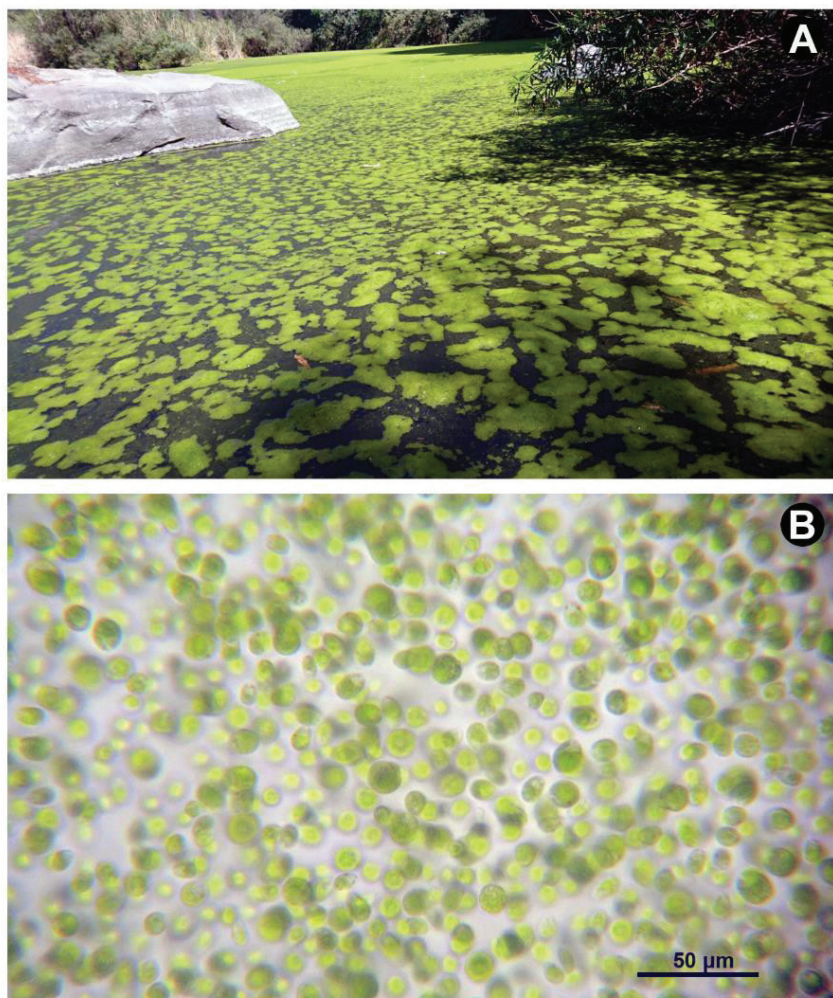


Figure 1. Blooming of *Chlamydomonas* in the Cantera Oriente lake (February 23, 2016). (A) Appearance of the algae on the surface of the lake. (B) Massive appearance of the algae in microscopic view.

wall is observed; a darker outer one and a more homogeneous inner one; undulations in the outer layer can be distinguished that coincide with the anastomosed reticular thickenings; inside the cell, a homogeneous cytoplasm without the presence of organelles is observed, with many white granules, which probably contained reserve substances (Fig. 4D).

Chemical analyses. The chemical composition of a wild population of *C. reinhardtii* during bloom in February 2016 is presented for the first time and compared with other microalgae grown under laboratory conditions (Table 2). Globally, chemically studied microalgae are represented by only ten species; however, based on these studies, we observe that the protein values of *C. reinhardtii* are in the concentration range

of these microalgae (11-77 %, Barka & Blecker, 2016); carbohydrates (10-57%, Becker, 2004) and lipids (4-22 %, Becker, 2004). Currently, considering algae as an essential protein source is based not only on its high concentration but also on the set of other chemicals such as carbohydrates, fats, antioxidants, vitamins, etc. (Becker, 2004). The carbohydrate:protein ratio was low (0.15), while the lipid:protein ratio was slightly higher (0.3).

Fatty acid percentages are presented in Table 3. In *C. reinhardtii* from the Cantera Oriente, saturated fatty acids (SAFA, C16:0, 3.7%) were in higher proportion than monounsaturated (MUFA, 0.8%) and polyunsaturated (PUFA, 0.2-0.6 %). Palmitic acid (3.7%) stands out, followed by oleic acid (0.8%) and then linoleic acid (0.6%).

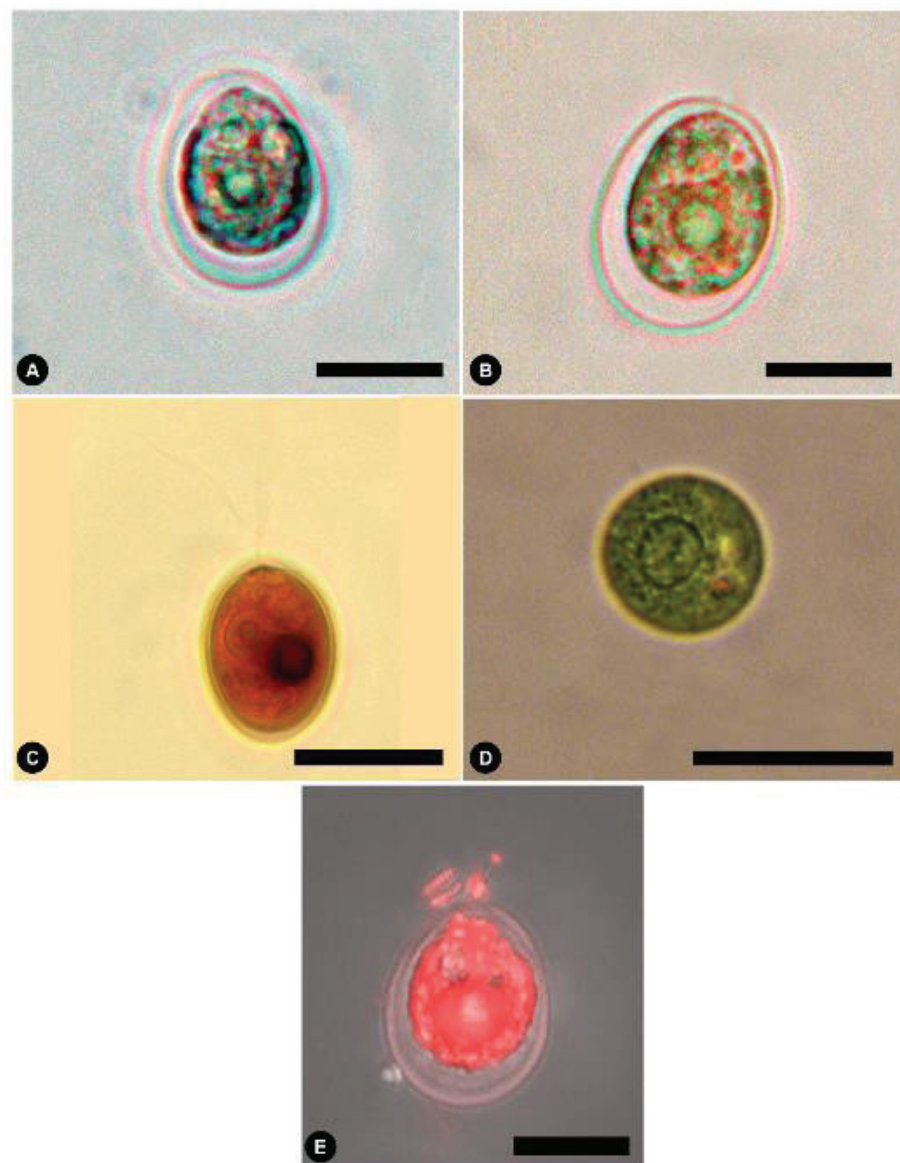


Figure 2. *Chlamydomonas reinhardtii* from the Cantera Oriente bloom. (A-B) Light microscopic views of the alga. (C) View of cell with two flagella, stained with Lugol. (D) Basal view of living alga, central pyrenoid is observed. (E) Cell with Nile red staining in fluorescence. Scale bars represent: A-C, 5 μ m; D, 10 μ m; E, 20 μ m.

Table 1. Comparison of principal morphological features of *Chlamydomonas reinhardtii* and other species.

Feature	<i>C. reinhardtii</i>	<i>C. ehrenbergii</i>	<i>C. snowiae</i>	<i>C. globosa</i>	<i>C. incerta</i>
Cell shape	ovoid	pear-shaped	piriformis	spherical	spherical - broadly ellipsoid
Cell size	7-22 x 8-30 µm	14-26 µm	4-18 x 10-24 µm	5-7.8 µm	8-9.5 x 9.7-12.4 µm
Anterior shape	ovoid	slightly apiculate or narrow	conical	rounded	rounded
Posterior shape	rounded	rounded	rounded, basally thickened	rounded, slightly thickened	rounded
Flagella length	slightly shorter as the cell	1½-2 times body length	slightly shorter as the cell	1½ times longer as the cell	slightly longer as the cell
Position of the nucleus	above the middle of the cell	in the middle of the cell	above the middle of the cell	in the middle of the cell	above the middle of the cell
Contractil vacuoles	2 apical	2 apical	1 apical	1 apical	2 apical
Cell wall papilla	no	yes	conical	no	no
Cell wall	smooth	smooth	with a series of fine lateral striations	smooth	smooth
Chloroplast shape	cup-shaped	cup-shaped, thickened at the base	cup-shaped	cup-shaped	cup-shaped
Pyrenoid	1, round-slightly	1 small, round	1	small, round-slightly ellipsoid	medium, round-slightly ellipsoid
Position of the pyrenoid	basal	eccentric	basal	basal	basal
Eyespot	1 elliptic	1 elliptic	1 or more	1 dot-like	elliptic
Position of the eyespot	anterior side	median or anterior side	median or anterior side	median or anterior side	anterior side
Plasma membrane	oftenly withdrawn from the cell wall	protoplast sometimes detached from cell wall	no	no	no
Zygospore wall	smooth with hexagonal wall thickenings	thick, pitted, and sculpted outer layer (fine warts).	unknown	unknown	unknown
Zygospore size	21.1-33 µm	12-16 µm			
Habitat*	freshwater	freshwater	freshwater/terrestrial	freshwater/terrestrial	freshwater
Distribution*	Europe, North America (Mexico), South America, Middle East, South-west Asia, Asia, Australia, New Zealand	Africa, Europe, Middle East, North America, South America, South-west Asia	Arctic, Europe, North America, South America, Middle East, South-west Asia, Asia, Australia, New Zealand	Europe, North America, South America, Middle East, South-west Asia, Asia, Australia, New Zealand	Europe, North America, Caribbean Islands, Middle East, Asia
Reference	This study	Pascher (1927); John <i>et al.</i> , (2011)	John <i>et al.</i> (2011)	John <i>et al.</i> (2011); Pröschold <i>et al.</i> (2018)	Pröschold <i>et al.</i> (2018)

* Guiry & Guiry (2021).

Neutral lipids (triacylglycerols) were observed in reproductive cells (zygospores), using the Nile red fluorescence technique, like bright yellow circular droplets (Fig. 4A); conversely, vegetative cells showed no reaction to the Nile red (Fig. 2E). Ash values are well within the wide range of microalgae (8-40%, Table 2) (Becker, 2004).

Element contents (C, N, P) are presented in Table 4. Algal carbon (37.37%) was higher than nitrogen (3.26%) and phosphorus (0.44%). The C/N ratio was higher (11.46%) than the N/P ratio (7.40%), and the C/P ratio was high (84.93%).

Cell density, chlorophyll, and environmental conditions. Cell abundance or cell density values were high ($6.98 \times 10^5 \pm 1.37 \times 10^5$ cells mL⁻¹), which is confirmed by extreme values of chlorophyll-a concentration ($5548 \pm 796 \mu\text{g L}^{-1}$) (Fig. 5). Regression analysis between the log of *Chlamydomonas* cell abundance values and the log of chlorophyll a concentration was significant ($r^2 = 0.9362$, $p < 0.001$). Residuals have a normal distribution (Shapiro-Wilks test 0.8995, $p = 0.272$), and the Durbin-Watson test (2.9995, $p = 0.95$) indicated no significant autocorrelation in y values residuals. The Breusch-Pagan statistic (1.4645) corroborates the homoskedasticity ($p = 0.226$) of residuals. Data used for regression analysis were obtained directly from field samples. This fact explained the not-so-high r^2 value obtained. Several other phytoplankton species could be present in variable abundances in the samples, increasing the chlorophyll concentrations and reducing the relationship between both variables.

Photosynthetically active light was recorded in the study period (January-March) in a range of 0.003-2361 $\mu\text{mol photon m}^{-2} \text{s}^{-1}$ (Fig. 6); an increase was observed towards March.

The environmental conditions during the bloom do not allow us to identify the variables promoting the bloom. The blooming occurred during the coldest period of the year, with temperatures around 15 °C. Several variables showed a slight decrease during bloom, such as the concentration of bicarbonate (39 to 34 mg L⁻¹), calcium (37 to 34 mg L⁻¹), and nitrates (5.9 to 5.4 mg L⁻¹). Others also increased slightly, such as dissolved reactive phosphorus (0.11 to 0.15 mg L⁻¹), nitrogen as nitrite, N-NO₂ (0.013 to 0.021 mg L⁻¹), magnesium (26 to 29 mg L⁻¹) and conductivity (389 to 419 $\mu\text{S cm}^{-1}$). The N-NH₃ concentration doubled (0.05 to 0.10 mg L⁻¹). Finally, variables whose values increased probably due to the bloom effect, such as D.O. (8.1 to 8.8 mg L⁻¹) and pH (6.7 to 7.3).

DISCUSSION

Because of the basal position of the pyrenoid and a cup-shaped chloroplast in both ML and TEM microscopy, this alga is included in the subgenus *Euchlamydomonas*. The specific diagnosis was *C. reinhardtii*, based on cells with two apically contractile vacuoles oriented perpendicular to the plane of the two flagella (Bivacuolatae group); the cell has a smooth chloroplast, without divisions or lobules; the cells are neither hemispherical nor flattened, the stigma is present, the cell is broadly ovate and has no papilla. It is closely related to *C. ehrenbergii*, due to its size, shape, ultracellular arrangement, and the presence of two vacuoles below the flagellar apparatus; however, *C. ehrenbergii* is apiculate in its anterior region and has a papilla, as does *C. snowiae*. It was observed that the species under study has a plasma membrane that separates from the cell wall, which is not the case with *C. globosa*, *C. snowiae* and *C. incerta* (Table 1); in addition, *C. globosa* is smaller (5-7.8 μm), spherical, and has only one contractile vacuole. *C. incerta* differs from *C. reinhardtii* by containing flagella larger than its cell and is spherical to ellipsoidal (Table 1). The zygospores of *C. reinhardtii* differ from *C. ehrenbergii* in size; the outer, mature cell wall has anastomosing thickening in *C. reinhardtii* and warty in *C. ehrenbergii*. The zygospore seen in TEM sections presents a two-layered cell wall, which is very similar to those of Heimerl *et al.* (2018), who studied the same species.

Regarding the chemical composition of the blooming algae, it had a moderate protein content (19.2 %). Differences are observed in comparing the protein, carbohydrate, and lipid content of *C. reinhardtii* with other microalgae; the cyanobacterium *Limnospira maxima* had the highest protein concentration (50.4 %), as did other green algae such as *Chlorella* sp. (45.3 %). The cultivated strain of *C. reinhardtii* also had a higher protein content (46.9 %). The Mexican strain presented a low amount of carbohydrates (2.9 %) compared to the cultured microalgae *Porphyridium cruentum* (72.6-77.7 %), *C. reinhardtii* (23.0 %), *Chlorella* sp. (28.0 %), and *Tetrademus obliquus* (68.8 %). The lipids of *C. reinhardtii* (6.5 %) from the Cantera Oriente had similar values to *Anabaena cylindrica* (4-7 %) and were in higher proportion than *Dunaliella salina* (3.0 %); but their values were lower than cultured *C. reinhardtii* (24.7 %), *Tetrademus obliquus* (11.0 %), and *Chlorella* sp. (16.1 %). The analysis showed a high proportion of ash (25.5 %) compared to *Chlorella* (9.3 %) and *Limnospira* (11.4 %). In general, the species under study

Tabla 2. Comparative chemical analysis of *Chlamydomonas reinhardtii*.

Relative contents (%)	Phylum	Origin	Protein	Carbohydrate	Lipid	Ash	Reference
<i>Chlamydomonas reinhardtii</i>	Chlorophyta	*	19.2	2.9	6.55	25.5	This study
<i>Chlamydomonas reinhardtii</i>	Chlorophyta	**	46.9	23.0	24.7	4.8	Darwish <i>et al.</i> (2020)
<i>Chlorella</i> sp.	Chlorophyta	**	45.3	28.0	16.1	9.3	Darwish <i>et al.</i> (2020)
<i>Dunaliella salina</i>	Chlorophyta	**	22.4	21.7	3.0	52.8	El-Baz <i>et al.</i> (2017)
<i>Tetrademus obliquus</i>	Chlorophyta	**	19.0	68.8	11.0	1.1	Oliveira <i>et al.</i> (2020)
<i>Limnospira maxima</i>	Cyanobacteria	**	50.4	23.0	14.1	11.4	Darwish <i>et al.</i> (2020)
<i>Anabaena cylindrica</i>	Cyanobacteria	**	43-56	25-30	4-7	5-10	Becker (2004); Allen & Arnon (1955)
<i>Synechococcus</i> sp.	Cyanobacteria	**	63	15	11		Becker (2004)
<i>Porphyridium cruentum</i>	Rhodophyta	**	0.07-0.34	72.6-77.7	undetected	14-32	Agustina <i>et al.</i> (2020)

* Wild algae; ** Cultivation conditions

presented marked poverty of fatty acids compared to other species (Table 3); however, myristic acid (0.9%), linolenic acid (0.8%), arachidonic acid (0.1%) of *D. salina*, and α -linolenic acid (Omega-3) of *L. maxima* had similar values with *C. reinhardtii* from the Cantera Oriente. In contrast, linolenic acid from *Chlorella* sp. (31.4%), *L. maxima* (19.0%) y *C. reinhardtii* (12.1%), presented higher concentrations than in wild *C. reinhardtii* (0.6%). However, it must be considered that the algae under study are from wild or natural conditions, and the other algae, such as *Chlorella*, *Limnospira*, *Tetrademus*, and *Dunaliella* (Tables 2, 3), come from controlled cultures that could promote an increase in these substances.

The absence of intracellular lipid bodies through the Nile red reaction and fluorescence (Fig. 2E) and the absence of grey nodules (fat droplets) in transmission microscopy photography lateral and basal view respectively (Fig. 3A, C) confirmed that triacylglycerols (TAGs) were ab-

sent. In contrast, both storage entities (starch granules and lipid bodies) were found abundant in 30-day cultured cells in laboratory cultures (Darwish *et al.*, 2020). It is well known that lipid accumulation as TAG in microalgae increases as cells age, usually due to intracellular nutrient (nitrate) consumption during stationary growth and is accompanied by a cessation in cell division. Salas-Montantes *et al.* (2018) points out that the biosynthesis of triacylglycerols from algae is of growing interest for biodiesel production. They found that changes in gene expression in the *Chlamydomonas reinhardtii* strain overexpressing a transcription factor in response to nutrient deficiency increased its total fatty acid content (17.02%) in a medium without nitrogen. The most common fatty acids found were palmitic, oleic, and linoleic. Ochoa-Alfaro *et al.* (2019) observed an increase in cell growth, chlorophyll, and lipids concentration at pH values of 7.8. The authors point out that combining different strategies can help to obtain a high-value product (Hernández-Torres *et al.*, 2016).

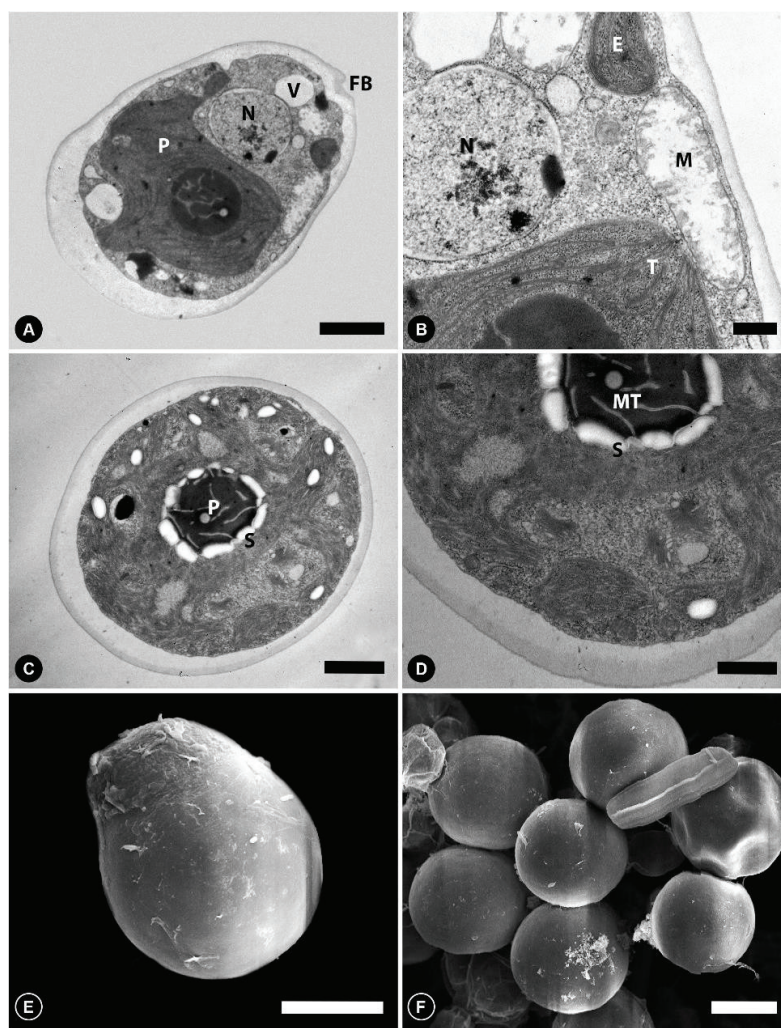


Figure 3. TEM and SEM micrographs of *Chlamydomonas reinhardtii*. (A) TEM overview of a complete cell. (B) Detail in TEM with mitochondria and stigma. (C) TEM basal view, pyrenoid with starch granules. (D) TEM detail with a pyrenoid with microtubules. (E) SEM view of complete cell and a vestige of the anterior flagellum. (F) Basal view in SEM. N, nucleus; CP, chloroplast; V, vacuoles; FB, flagellar base; M, mitochondrion; T, thylakoids; P, pyrenoid; S, starch; MT, microtubules; E, stigma. Scale bars represent: A, C, 2 μ m; B, 0.5 μ m; D, 1 μ m; E, F, 10 μ m.

Tabla 3. Fatty acid profile of *Chlamydomonas reinhardtii* (%).

Fatty acids	Common name	<i>C. reinhardtii</i> *	<i>C. reinhardtii</i> **	<i>C. reinhardtii</i> **	<i>Tetrademus obliquus</i> **	<i>Chlorella</i> sp.**	<i>Dunaliella salina</i> **	<i>Limnospira máxima</i> **
C12:0	Lauric acid	ND	-	-	0.3	-	-	-
C14:0	Myristic acid	0.7	-	0.43	0.6	-	0.9	-
C16:0	Palmitic acid	3.7	23.8	28	16	22.2	6.0	57.9
C16:1 ω 7	Palmitoleic acid	ND	27.0	-	8	13.0	0.8	0.1
C18:0	Stearic acid	ND	23.0	4.4	0.3	28.0	31.5	1.5
C18:1 ω 7	Oleic acid	0.8	-	4.89	8	-	5.9	-
C18:2 ω 6	Linolenic acid	0.6	3.8	12.1	6	31.4	0.8	19.0
C18:3 ω 3	α -linolenic acid Omega 3	0.2	4.1	9.77	28	23.4	-	0.1
C20:0	Arachidic acid	0.5	-	-	-	-	0.1	-
Reference		This study	Darwish <i>et al.</i> (2020)	Ochoa-Alfaro <i>et al.</i> (2019) (pH 7.8)	Becker (2004)	Darwish <i>et al.</i> (2020)	El-Baz <i>et al.</i> (2017)	Darwish <i>et al.</i> (2020)

* Wild; ** Cultivation condition

This reflects that the Cantera Oriente bloom was not in a stationary phase, but in a state of exponential growth and cell division, efficiently utilizing nutrients (Khozin-Goldberg & Cohen, 2006; Moellering & Ben-

ning, 2010). Lipid droplets were only observed in the resistance structures (zygospores), meaning that these structures require lipid storage to enter dormancy. Zygospores were very scarce.

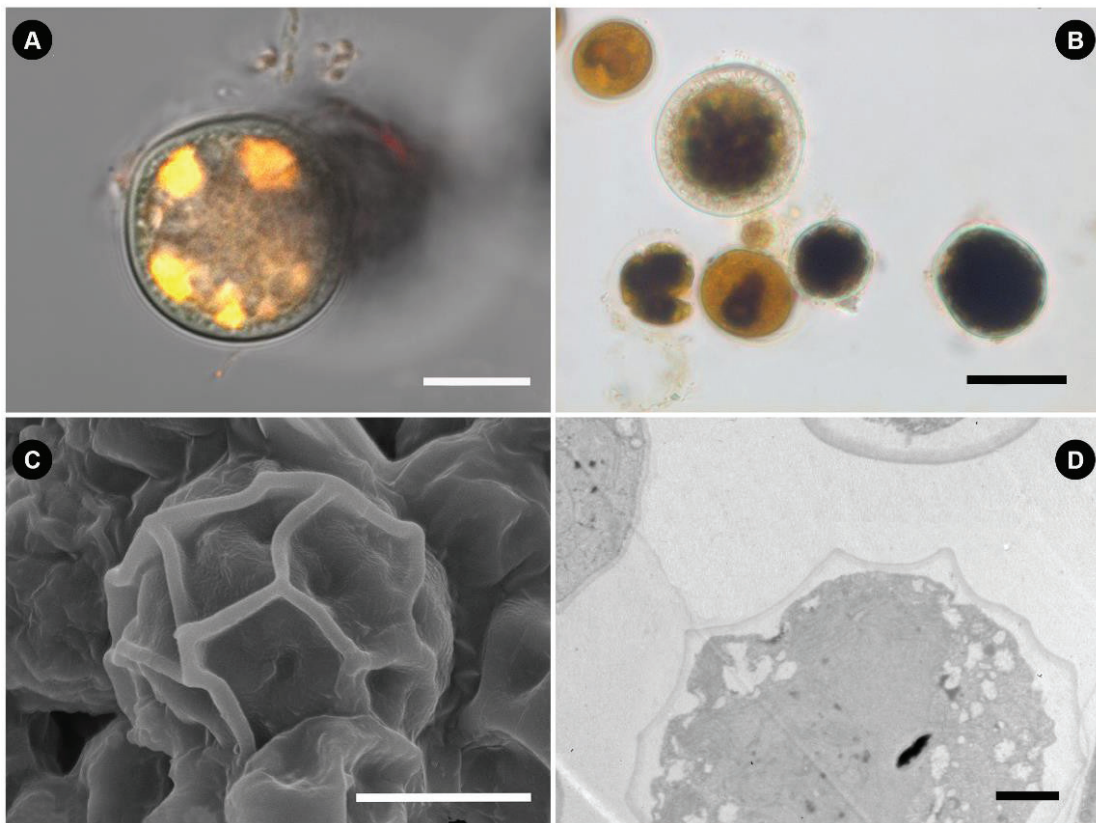


Figure 4. - Zygospores of *Chlamydomonas reinhardtii* from the Cantera Oriente bloom. (A) Bright yellow lipid granules with Nile red staining in fluorescence. (B) Zygospores at different stages of development with Lugol stain, (C) Zygospore in SEM; (D) Zygospore in TEM. Scale bars represent: A-C, 10 μ m; D, 2 μ m.

Table 4. Nitrogen, phosphorous and carbon content of *Chlamydomonas reinhardtii* bloom.

Element	%	SD
N	3.26	
P	0.44	
C	37.37	0.44
C/N	11.46	0.13
N/P	7.40	
C/P	84.93	

Chlorophyll-*a* concentration was high in the bloom ($5548 \mu\text{g L}^{-1}$) compared to the natural concentration in the water column in January and March (17.05 and $13.38 \mu\text{g L}^{-1}$). Chlorophyll-*a* concentration is an indicator of algal biomass. It is related to the fact that during the bloom,

there is more protein production because the carbohydrate:protein ratio (0.15) was very similar to that reported in an experimental culture of *C. reinhardtii* (0.13 to 1.2) during the exponential phase (Dean *et al.*, 2008). The biochemical relationship of carbon, nitrogen, and phosphorus content to producing organic compounds is a necessary and survival relationship (Moellering & Benning, 2010). The N:P ratio is around 16 when in a stoichiometric equilibrium state, while in the Cantera Oriente an N:P ratio of 43 was obtained which exceeded the Redfield ratio, indicating a low proportion of phosphorus (Granéli *et al.*, 2008; Smith *et al.*, 2017). The three primary fatty acids (Omega-3) contained in the membranes are alpha-linolenic acid (ALA), eicosapentaenoic acid (EPA), and docosahexaenoic acid (DHA). Given the presence in the alga under study of ALA (Table 3) in chloroplast membrane glycerolipids, its importance in maintaining membrane fluidity at optimal growth temperatures (Hixson & Arts, 2016) and preventing membrane rigidity at suboptimal low temperatures can be assumed (Mansilla *et al.*, 2004). Phosphate availability in the plant cell is often limited, and galactolipids predominate in plants and algae to reduce algal dependence on phosphate (Kalisch *et al.*, 2016). It has been seen that with

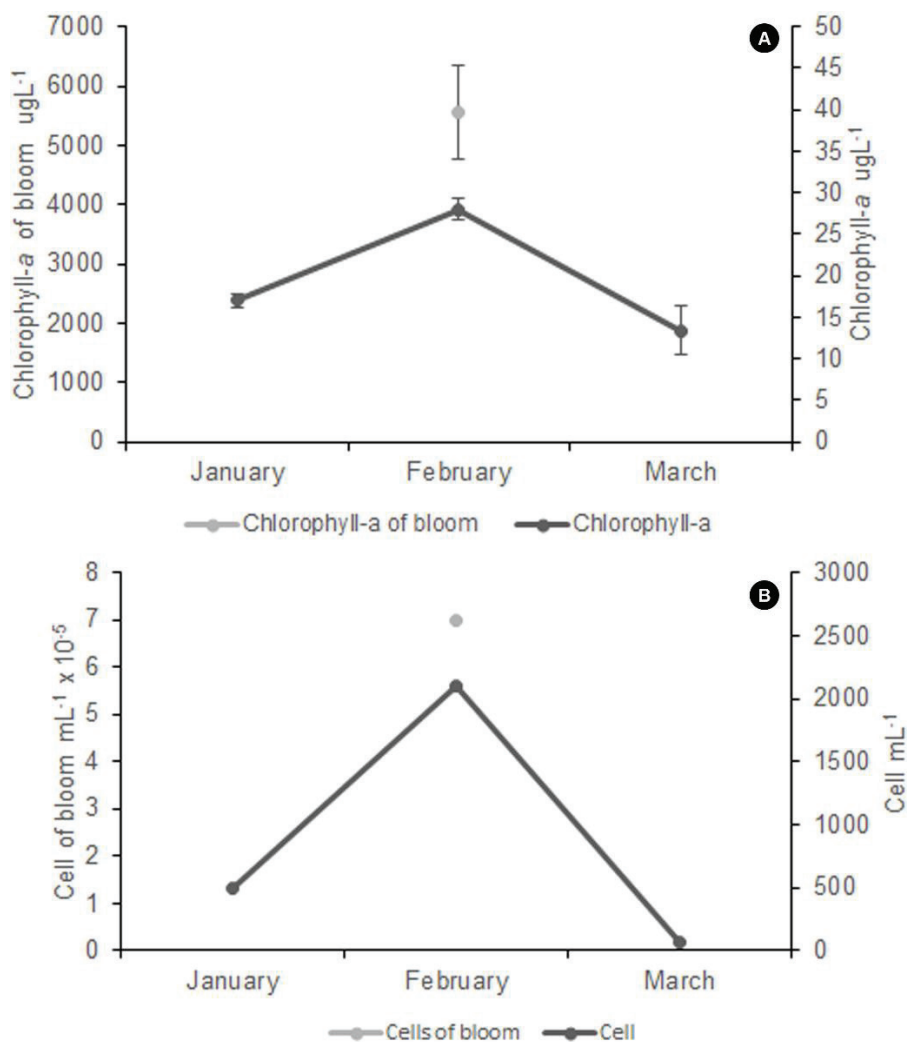


Figure 5. - Chlorophyll concentration (A) and *Chlamydomonas* cell density (B) before (January 2016), during (February 2016), and after bloom (March 2016).

severe phosphate limitation, chlorophyll synthesis is delayed but not stalled, as intracellular phosphate is sufficient to continue cell division, at least for a short time (Khozin-Goldberg & Cohen, 2006). There was a trend towards phosphorus limitation in the dry season in the NL, but total P deprivation for algae never occurred. This is proven by seeing phosphate-deprived microalgae with an increase in triacylglycerols (TAG), observed as oil droplets in the cells, which was not detected in the *Chlamydomonas* from the Cantera Oriente (Khozin-Goldberg & Cohen, 2006). The substantial imbalance found in the N:P ratio (Table 4) demonstrates physiological stress with the possibility of increased production of allelochemical compounds resulting in *Chlamydomonas* developing as a mono-specific population (Granéli *et al.*, 2008).

Ash correlates directly with the aquatic environment's concentrations of inorganic substances and salts. According to Darwish *et al.* (2020), the relatively high ash content may help explain its high pigment concentration because chlorophyll has an inorganic magnesium core.

The total carbon content of the alga is related to the carbohydrate content (Table 4, in Fig. 3C, D; Fig. 4B). During photosynthesis, phytoplankton absorbs carbon dioxide from the environment and trap solar energy, using this energy to convert inorganic carbon into carbohydrates and releasing oxygen to the environment (Reynolds, 1984; Basu & Pick, 1997; Altman & Paerl, 2012). The presence of starch is very evident in the reaction to Lugol (Fig. 2C) and in the starch halo surrounding the pyrenoids (Fig. 3C, D).

There has been much debate about the concentrations of nitrogen and phosphorus needed to cause algal blooms in water bodies. Algal response to nitrogen and phosphorus differs among aquatic ecosystems, and the development of notable phytoplankton blooms may require lower concentrations of soluble inorganic phosphorus (0.01 to 0.1 mg L⁻¹) and inorganic nitrogen (0.1 to 0.75 mg L⁻¹) (Boyd, 2015). The-

Table 5. Environmental conditions in the North Lake before (January 2016), during (February 2016), and after the algae blooming (March 2016) of *C. reinhardtii*.

Parameter	Before algae blooming	During algae blooming	After algae blooming
Temperature (° C)	12.1	14.7	17.0
pH	6.7	7.3	7.4
Bicarbonate (mg L ⁻¹)	39	34	34
Calcium (mg L ⁻¹)	37	34	32
Magnesium (mg L ⁻¹)	26	29	25
Conductivity (µS cm ⁻¹)	389	419	392
D.O. (mg L ⁻¹)	8.1	8.8	7.1
P-PO ₄ (mg L ⁻¹)	0.11	0.15	0.15
N-NH ₃ (mg L ⁻¹)	0.05	0.10	0.18
N-NO ₂ (mg L ⁻¹)	0.013	0.021	0.042
N-NO ₃ (mg L ⁻¹)	5.9	5.4	5.6

se bloom-development conditions at low phosphorus concentrations were observed in the case of the Cantera Oriente.

The linear regression model showed that chlorophyll-*a* concentration was positively correlated with abundance ($p < 0.001$; $r^2 = 0.94$), indicating that there seems to be a significant contribution of *Chlamydomonas* to primary production during bloom through the photosynthesis they can perform with the concentration of chlorophyll-*a* they contain. The values of chlorophyll-*a* abundance and concentration are very high, but it must be considered that the bloom occupied only a few superficial centimeters of the water column, which moderates its contribution to production.

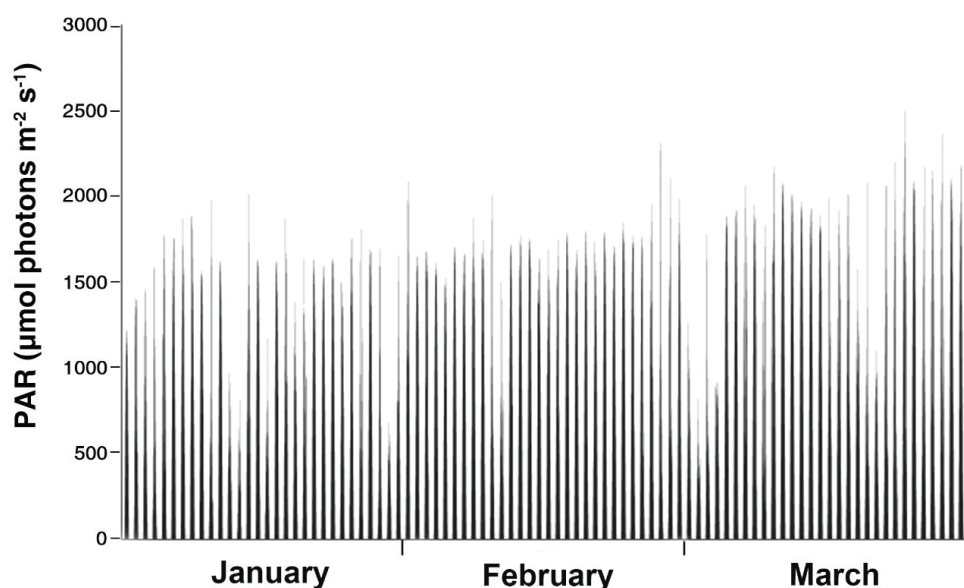


Figure 6. - Photosynthetically active radiation (PAR) before (January 2016), during (February 2016), and after bloom (March 2016).

Water quality is influenced by geological, hydrological, climatic, and anthropogenic factors (Espinal-Carreón *et al.*, 2013; Boyd, 2015); however, water temperature is considered one of the most influential parameters in water bodies (Wetzel & Likens, 2000). The *Chlamydomonas* bloom in the northern lake occurred in winter when the water temperature was slightly lower; however, Janse van Vuuren & Pieterse (2005) noted that Chlorophyceae (green algae) could occupy a more comprehensive temperature range, from below 15 °C to above 20 °C (Hixson & Arts, 2016).

It is concluded that the algal bloom consisted mainly of *Chlamydomonas reinhardtii* determined based on LM, SEM, TEM, and fluorescence studies. However, it would be essential to perform molecular studies of this Mexican species in the future. The presence of intracellular oil droplets (TAG) was not found, indicating that the alga was not in a nutrient-limited state but had active cell division. The abundance of cells in this bloom significantly correlated with the chlorophyll-a concentration, indicating this alga's high photosynthetic capacity. Chemical analyses of the algae indicated low concentrations of proteins and carbohydrates, although moderate concentrations of lipids. The fatty acid composition was poor but included unsaturated fatty acids of importance in animal feed.

The lipids and fatty acids of *C. reinhardtii* are scarce compared to cultivated algae (Table 3); however, it is important to mention that this wild alga comes from natural conditions and contains a beneficial alpha-linolenic acid (omega 3), a component in the cardiovascular and neurological health of humans (Darwish *et al.*, 2020). However, further studies of this alga under controlled culture conditions (bioreactor) and its gene expression are required to use it as a biotechnological resource.

ACKNOWLEDGEMENTS

This study was supported by project PAPIIT IN221115 (DGAPA, Universidad Nacional Autónoma de México). We acknowledge the support of Francisco Martínez Pérez† and the REPSA authorities. We thank Berenit Mendoza Garfias for her assistance in the SEM process. We thank Dr. Michael Wynne for his valuable comments.

REFERENCES

- AGUSTINA, S., N. N. AIDHA, E. OKTARINA & I. SETIAWATI. 2020. Antioxidant activity of *Porphyridium cruentum* water extracts for cosmetic cream. *IOP Conference Series: Materials Science and Engineering* 980: 012042. DOI:10.1088/1757-899X/980/1/012042
- ALLEN, M. B. & D. I. ARNON. 1955. Studies on nitrogen-fixing blue-green algae. I. growth and nitrogen fixation by *Anabaena cylindrica* Lemm. *Plant Physiology* 30:366-372. DOI:10.1104/pp.30.4.366
- ALTMAN, J.C. & H. W. PAERL. 2012. Composition of inorganic and organic nutrient sources influences phytoplankton community structure in the New River Estuary, North Carolina. *Aquatic Ecology* 46:269-282. DOI:10.1007/s10452-012-9398-8
- AOAC INTERNATIONAL. 2019. *Official methods of analysis of AOAC International*, 21st ed., AOAC. Gaithersburg.
- APHA, AWWA, WPCF, 1985. *Standard methods for the examination of water and wastewater*. 15th ed. APHA. Washington, DC.
- ARAR, E. J. & G. B. COLLINS. 1997. *Method 445.0: In vitro determination of chlorophyll and pheophytin a in marine and freshwater algae by fluorescence*. United States Environmental Protection Agency, Office of Research and Development, National Exposure Research Laboratory.
- BALDIA, S. F., M. C. G. CONACO, T. NISHIJIMA, S. IMANISHI & K. I. KARADA. 2003. Microcystin production during algal bloom occurrence in Laguna de Bay the Philippines. *Fisheries Science* 69:110-116. DOI:10.1046/j.1444-2906.2003.00594.x
- BARKA A. & C. BLECKER. 2016. Microalgae as a potential source of single-cell proteins. *A review. Biotechnology, Agronomy, Society and Environment* 20:427-436. DOI:10.25518/1780-4507.13132
- BARREIRO, A. & N.G. HAIRSTON, JR. 2013. The influence of resource limitation on the allelopathic effect of *Chlamydomonas reinhardtii* on other unicellular freshwater planktonic organisms. *Journal of Plankton Research* 35:1339-1344. DOI:10.1093/plankt/fbt080
- BASU, B. K. & F. R. PICK. 1997. Phytoplankton and zooplankton development in a lowland river. *Journal of Plankton Research* 19:237-253. DOI:10.1093/plankt/19.2.237
- BECKER, W. 2004. Microalgae in human and animal nutrition. In: Richmond, A. (ed.). *Handbook of microalgal culture: biotechnology and applied phycology*. Blackwell Publishing Ltd, Wiley Online Library, pp. 312-351.
- BOYD, C. E. 2015. Microorganisms and water quality. In: Boyd, C.E. (ed.). *Water quality*. Springer International Publishing, Switzerland, pp. 189-222. DOI:10.1007/978-3-319-17446-4_10
- CATALÁN, J. 1984. Agregados de algas en la superficie del agua (Delta del Llobregat). *Anales de Biología* 2 (Sección especial): 75-83.
- CUEVAS-MADRID, H., A. LUGO-VÁZQUEZ, L. PERALTA-SORIANO, J. MORLÁN-MEJÍA, G. VILA CLARA-FATJÓ, M.R. SÁNCHEZ-RODRÍGUEZ, M.A. ESCOBAR-OLIVA & J. CARMONA-JIMÉNEZ. 2020. Identification of key factors affecting the trophic state of four tropical small water bodies. *Water* 12:1454. DOI:10.3390/w12051454
- DANGEARD, P.A. 1888. Recherches sur les algues inférieures. *Annales des Sciences Naturelles; Botanique*, sér. 7, 7:105-175.
- DARWISH, R., M. A. GEDI, P. AKEPACH, H. ASSAYE, A.S. ZAKY, & D. A. GRAY. 2020. *Chlamydomonas reinhardtii* is a potential food supplement with the capacity to outperform *Chlorella* and *Spirulina*. *Applied Sciences* 10(19):6736. DOI:10.3390/app10196736
- DEAN, A. P., J. M. NICHOLSON, & D. C. SIGEE. 2008. Impact of phosphorus quota and growth phase on carbon allocation in *Chlamydomonas reinhardtii*: an FTIR microspectroscopy study. *European Journal of Phycology* 43:345-354. DOI:10.1080/09670260801979287
- EL-BAZ, K., S. M. ABDO & A. M. S. HUSSEIN. 2017. Microalgae *Dunaliella salina* for use as food supplement to improve pasta quality. *International Journal of Pharmaceutical Sciences Review and Research* 46:45-51.
- ESPINAL-CARREÓN, T., J. E. SEDEÑO, & E. LÓPEZ. 2013. Evaluación de la calidad del agua en la laguna de Yuriria, Guanajuato, México, mediante técnicas multivariadas: un análisis de valoración para dos

- épocas 2005, 2009-2010. *Revista Internacional de Contaminación Ambiental* 29:147-163.
- GRANELI, E., M. WEBERG & P. S. SALOMON. 2008. Harmful algal blooms of allelopathic microalgal species: The role of eutrophication. *Harmful Algae* 8:94-102. DOI: 10.1016/j.hal.2008.08.011
- GREENSPAN, P., E. P. MAYER & S. D. FOWLER. 1985. Nile red: a selective fluorescent stain for intracellular lipid droplets. *Journal of Cell Biology* 100:965-973. DOI:10.1083/jcb.100.3.965
- GUIRY, M. D. & G. M. GUIRY. 2021. AlgaeBase. World-wide electronic publication, National University of Ireland, Galway. Available online at: <https://www.algaebase.org> (downloaded June 6 2021).
- HAMMER, Ø., D. A. T. HARPER P. D. & RYAN. 2001. PAST: Paleontological Statistics Software Package for education and data analysis. *Palaeontologia Electronica* 4:9.
- HEIMERL, N., E. HOMMEL, M. WESTERMANN, D. MEICHSNER, M. LOHR, C. HERTWECK, A. R. GROSSMAN, M. MITTAG & S. SASSO. 2018. A giant type I polyketide synthase participates in zygospore maturation in *Chlamydomonas reinhardtii*. *The Plant Journal* 95:268-281. DOI:10.1111/tpj.13948
- HERNÁNDEZ-TORRES, A., A. L. ZAPATA-MORALES, A. E. OCHOA ALFARO & R. E. SORIA-GUERRA. 2016. Identification of gene transcripts involved in lipid biosynthesis in *Chlamydomonas reinhardtii* under nitrogen, iron, and sulphur deprivation. *World J Microbial Biotechnology* 32:55. DOI: 10.1007/s11274-016-2008-5
- HERRMAN, V. & F. JÜTTNER. 1977. Excretion products of algae. Identification of biogenic amines by gas-liquid chromatography and mass spectrometry of their trifluoroacetamides. *Analytical Biochemistry* 78:365-373.
- HIXSON, S. M. & M. T. ARTS. 2016. Climate warming is predicted to reduce omega-3, long-chain, polyunsaturated fatty acid production in phytoplankton. *Global Change Biology* 22:2744-2755. DOI:10.1111/gcb.13295
- JANSE VAN VUUREN, S. & A. H. J. PIETERSE. 2005. The use of multivariate analysis as a tool to illustrate the influence of environmental variables on phytoplankton composition in the Vaal River, South Africa. *African Journal of Aquatic Science* 30:17-28. DOI:10.2989/16085910509503830
- JHA, P., A. K. BISWAS, B. L. LAKARIA, R. SAHA, M. SINGH & A. SUBBA RAO. 2014. Predicting total organic carbon content of soils from Walkley and Black Analysis. *Communications in Soil Science and Plant Analysis* 45:713-725. DOI:10.1080/00103624.2013.874023
- JOHN, D. M., B. A. WHITTON & A. J. BROOK (eds.). 2011. *The freshwater algal flora of the British Isles. An identification guide to freshwater and terrestrial algal*. Cambridge University Press, Cambridge, 702 pp.
- KALISCH, B., P. DÖRMANN & G. HÖLZL. 2016. DGDG and Glycolipids in plants and algae. *Subcellular Biochemistry* 86:51-83. DOI:10.1007/978-3-319-25979-6_3
- KHOZIN-GOLDBERG, I. & Z. COHEN. 2006. The effect of phosphate starvation on the lipid and fatty acid composition of the fresh water euglenophyte *Monodus subterraneus*. *Phytochemistry* 67:696-701. DOI: 10.1016/j.phytochem.2006.01.010
- KRUSKOPF, M. M. & S. DU PLESSIS. 2004. Induction of both acid and alkaline phosphatase activity in two green-algae (Chlorophyceae) in low N and P concentrations. *Hydrobiologia* 513:59-70. DOI:10.1023/B:hydr.0000018166.15764.b0
- LOT, A. (COORD.) 2007. Guía ilustrada de la Cantera Oriente. *Caracterización ambiental e inventario biológico*. Universidad Nacional Autónoma de México, México, 253 pp.
- LUGO-VÁZQUEZ, A., M. R. SÁNCHEZ-RODRÍGUEZ, J. MORLÁN-MEJÍA, L. PERALTA-SORIANO, E.A. ARELLANES-JIMÉNEZ, M. A. ESCOBAR-OLIVA & M. G. OLIVA-MARTÍNEZ. 2017. Ciliates and trophic urban ponds in Mexico City. *Journal of Environmental Biology* 38 (Special issue):1161-1169. DOI:10.22438/jeb/38/6(SI)/01
- MANSILLA, M. C., L. E. CYBULSKI, D. ALBANESI & D. DE MENDOZA. 2004. Control of membrane lipid fluidity by molecular thermosensors. *Journal of Bacteriology* 186:6681-6688. DOI:10.1128/JB.186.20.6681-6688.2004
- MILLIE, D. F., C. P. DIONIGI, O. M. E. SCHOFIELD, G. T. KIRKPATRICK & P. A. TESTER. 1999. What is the importance for understanding the molecular, cellular, and ecophysiological bases of harmful algal blooms? *Journal of Phycology* 35:1353-1355.
- MOELLERLING, E. R. & C. BENNING. 2010. RNA interference silencing of a major lipid droplet protein affects lipid droplet size in *Chlamydomonas reinhardtii*. *Eukaryotic Cell* 9:97-106. DOI:10.1128/EC.00203-09
- MOHAN, C. 2006. Buffers: A guide for the preparation and use of buffers in biological systems. EMD, Merck, San Diego, 32 pp.
- MOWE, M. A., S. M. MITROVIC, R. P. LIM, A. FUREY & D. C. YEO. 2015. Tropical cyanobacterial blooms: a review of prevalence, problem taxa, toxins and influencing environmental factors. *Journal of Limnology* 74:205-224. DOI:10.4081/jlimnol.2014.1005
- OCHOA-ALFARO, A.E. D. E. GAYTÁN-LUNA, O. GONZÁLEZ-ORTEGA, K. G. ZAVALA-ARIAS, L. M. T. PAZ-MALDONADO, A. ROCHA-URIBE & R. E. SORIA-GUERRA. 2019. pH effects on the lipid and fatty acids accumulation in *Chlamydomonas reinhardtii*. *Biotechnology Progress* 2019:e2891. DOI: 10.1002/btpr.28
- OLIVEIRA, C. Y. B., T. L. VIEGAS, M. F. OLIVEIRA DA SILVA, D. MACHADO-FRACALOSI, R. GARCIA-LOPES & R. BIANCHINI-DERNER, R. 2020. Effect of trace metals on growth performance and accumulation of lipids, proteins, and carbohydrates on the green microalga *Scenedesmus obliquus*. *Aquaculture International* 28:1435-1444. DOI:10.1007/s10499-020-00533-0
- PASCHER, A. VON. 1927. Volvocales Phytomonadinae Flagellate I- Chlorophyceae I. In: Pascher, A. (ed.). *Die Süwasserflora Deutschlands. Österreichs Und Der Schweiz. Herausgegeben*. Gustav Fischer, Jena, No. 4.
- PEHRSSON, P., K. PATTERSON, D. HAYTOWITZ & K. PHILLIPS. 2015. Total carbohydrate determinations in USDA's National Nutrient Database for Standard Reference. *The Federation of American Societies for Experimental Biology Journal* 29:740-746. DOI: 10.1096/fasebj.29.1_supplement.740.6
- PIETERSE, A. J. H. & S. JANSE VAN VUUREN. 1997. *An investigation into phytoplankton blooms in the Vaal River and the environmental variables responsible for their development and decline*. Report to the Water

- Research Commission by the Department of Plant and Soil Sciences. Potchefstroom University for CHE. Water Research Commission (SA) Report, 359/1/97.
- PRÖSCHOLD, T., T. DARIENKO, L. KRIENITZ & A. W. COLEMAN. 2018. *Chlamydomonas schloesseri* sp. nov. (Chlamydomonadales, Chlorophyta) revealed by morphology, autolysin cross experiments, and multiple gene analyses. *Phytotaxa* 362:21-38. DOI:10.11646/phytotaxa.362.1.2
- REYNOLDS, C. S. 1984. *Ecology of phytoplankton*. Cambridge University Press, Cambridge, 384 pp.
- RIVER SCIENCE. 2005. *Algal blooms in the Swan-Canning estuary: patterns, causes and history*. Government of Western Australia Issue 3, 12 pp. <https://www.dpaw.wa.gov.au/images/documents/conservation-management/riverpark/fact-sheets/River%20Science%203%20-%20Algal%20Blooms.pdf>
- SALAS-MONTANTES, C. J., O. GONZÁLEZ-ORTEGA, A. E. OCHOA-ALFARO, R. CAMARENA-RANGEL, L. M. T. PAZ-MALDONADO, S. ROSALES-MENDOZA, A. ROCHA-URIBE & R. E. SORIA-GUERRA. 2018. Lipid accumulation during nitrogen and sulfur starvation in *Chlamydomonas reinhardtii* overexpressing a transcription factor. *Journal of Applied Phycology* 30:1721-1733. DOI: 10.1007/s10811-018-1393-6
- SCRANTON, M. A., J. T. OSTRAND, F. J. FIELDS & S. P. MAYFIELD. 2015. *Chlamydomonas* as a model for biofuels and bio-products production. *The Plant Journal* 82:523-531. DOI:10.1111/tpj.12780
- SIAUT, M., S. CUINÉ, C. CAGNON, B. FESSLER, M. NGUYEN, P. CARRIER, A. BEYLY, F. BEISSON, C. TRIANTAPHYLIDÉS, Y. LI-BEISSON & G. PELTIER. 2011. Oil accumulation in the model green alga *Chlamydomonas reinhardtii*: characterization, variability between common laboratory strains and relationship with starch reserves. *BMC Biotechnology* 11:7. <http://www.biomedcentral.com/1472-6750/11/7>
- SMITH, D. R., H. P. JARVIE & M. J. BOWES. 2017. Carbon, nitrogen, and phosphorus stoichiometry and eutrophication in River Thames Tributaries, UK. *Agricultural & Environmental Letters* 2:170020. DOI:10.2134/ael2017.06.0020
- TOLEDO, J., M. ESTEVE, M. GRASA, A. LEDDA, H. GARDAC, J. GULFO, I. DÍAZ LUDOVICO, N. RAMELLA & M. GONZALEZ. 2016. Data related to inflammation and cholesterol deposition triggered by macrophages exposition to modified LDL. *Data in Brief* 8:251-257.
- VALDERRAMA, J. C. 1981. The simultaneous analysis of total nitrogen and total phosphorus in natural waters. *Marine Chemistry* 10:109-122.
- WETZEL, R. G. & G. E. LIKENS. 2000. *Limnological analyses*. Springer Verlag, New York, 419 pp.

Primeros registros de dos especies de peces ardilla (Holocentriformes: Holocentridae) en aguas mexicanas del Golfo de México

First record of two soldierfishes species (Holocentriformes: Holocentridae) in Mexican waters of the Gulf of Mexico

Luis Fernando Del Moral-Flores^{1*}, José Antonio Martínez-Pérez¹, Isaías Hazarmabeth Salgado-Ugarte²,
María del Carmen Alejo-Plata³

Recibido: 04 de agosto de 2022.

Aceptado: 12 de diciembre de 2022.

Publicado: abril de 2023.

RESUMEN

Antecedentes: Los peces de la familia Holocentridae son conocidos como peces ardilla y peces soldados, son de hábitos nocturnos, y la subfamilia Myripristinae cuenta con tres especies de profundidad. Los registros son esporádicos en el norte del Golfo de México. **Objetivo:** Documentar nuevos registros de dos especies de peces ardilla en el Golfo de México. **Métodos:** Durante el período de noviembre de 2021 a mayo de 2022 se capturaron cuatro ejemplares de peces ardilla en profundidades de 80 a 200 m en el sur de Veracruz, mismos que fueron identificados y depositados en una colección científica. **Resultados:** Se describe la métrica y morfometría de los ejemplares que sustentan los nuevos registros de *Corniger spinosus* (n=1, 129.3 mm de longitud patrón [LP]) y *Ostichthys trachypoma* (n=3, 120.4-197 mm de LP) en el suroeste del Golfo de México. La primera especie fue reconocida por las espinas fuertes en el preopérculo e infraorbital, mientras que la segunda por la ausencia de espinas en el infraorbital y la presencia de bandas rojas longitudinales. **Conclusiones:** Los registros de *C. spinosus* y *O. trachypoma* muestran una ampliación de distribución en 992.4 km al sur y 1,284 km al suroeste del Golfo de México, respectivamente, representando ambas especies los primeros registros en aguas mexicanas.

Palabras clave: *Corniger spinosus*, *Ostichthys trachypoma*, nuevo registro, amplitud de distribución, peces marinos.

¹ Laboratorio de Zoología, Facultad de Estudios Superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México, Av. de los Barrios No. 1, Los Reyes Iztacala, Tlalnepantla, Estado de México, 54090. México

² Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, Universidad Nacional Autónoma de México, UNAM

³ Instituto de Recursos, Universidad del Mar, Campus Puerto Ángel, UMAR

*Corresponding author:

Luis Fernando Del Moral-Flores: e-mail: delmoralfer@comunidad.unam.mx

To quote as:

Del Moral-Flores, L. F., J. A. Martínez-Pérez, I. H. Salgado-Ugarte & M. del C. Alejo-Plata. 2023. Primeros registros de dos especies de peces ardilla (Holocentriformes: Holocentridae) en aguas mexicanas del Golfo de México. *Hidrobiológica* 33 (1): 15-23.

DOI:10.24275/uam/izt/dcbshidro/2023v33n1/DelMoral

ABSTRACT

Background: The fishes of family Holocentridae are known as squirrelfishes and soldierfishes, they are nocturnal, and the subfamily Myripristinae has three species deep. The records are sporadic in the northern of the Gulf of Mexico. **Goals:** To document the new records of two species of squirrelfishes in the Gulf of Mexico. **Methods:** During the period from November 2021 to May 2022, four specimens of deep-sea squirrelfishes were captured in depths of 80 to 200 m in southern Veracruz, which were identified and deposited in a scientific collection. **Results:** The morphometric and meristic of the specimens that support the new records of *Corniger spinosus* (n=1, 129.3 mm standard length [SL]) and *Ostichthys trachypoma* (n=3, 120.4-197 mm SL) in the southwestern Gulf of Mexico. The first species was recognized by presenting strong spines in the preoperculum and infraorbital, while the second by the absence of spines in the infraorbital and the presence of longitudinal red bands. **Conclusions:** The records of *C. spinosus* and *O. trachypoma* they have a distribution extension in 992.4 km to the south and 1,284 km to the southwest of the Gulf of Mexico, respectively, representing both species the first record in Mexican waters.

Keywords: *Corniger spinosus*, *Ostichthys trachypoma*, new records, range extension, marine fishes.

INTRODUCCIÓN

Los peces de la familia Holocentridae son conocidos comúnmente como peces ardilla y soldado, son un elemento importante en las comunidades arrecifales coralinas alrededor del mundo (Scott, 2001; Nelson *et al.*, 2016). En ella, actualmente se reconocen 90 especies válidas (Fricke *et al.*, 2022b). Tiene una amplia distribución en los mares tropicales y subtropicales, y sus especies se asocian principalmente a arrecifes de coral y zonas rocosas, aunque algunas del del género *Ostichthys* habitan profundidades cercanas o superiores a los 200 m (Kotlyar, 1998; Greenfield, 2002). Las especies de esta familia son de hábitos nocturnos, durante el día permanecen ocultos debajo de grietas, cuevas y salientes del arrecife y durante la noche abandonan sus guaridas para cazar de forma activa en sus cercanías (Wyatt, 1983; Scott, 2001). Se alimentan principalmente de crustáceos bentónicos (Gladfelter & Johnson, 1983). Los peces holocéntridos presentan adaptaciones anatómicas que facilitan su visión en la penumbra (Busserolles *et al.*, 2021) y la capacidad de producir y recibir sonidos durante las relaciones inter e intraespecíficas (Parmentier *et al.*, 2011). Aunque es desconocida gran parte de su etología, se ha observado que muchos llegan a formar cardúmenes y tener un comportamiento territorial (Wyatt, 1983; Scott, 2001).

Los peces holocéntridos se pueden distinguir por la siguiente combinación de caracteres: boca grande oblicua; dientes viliformes y dispuestos en bandas; primera aleta dorsal dividida o si es continua, tiene una marcada escotadura, la primera porción de la aleta tiene de 10 a 13 espinas, y la segunda de 11 a 18 radios; aleta anal con 4 espinas y de 7 a 16 radios; aleta pélvica con 1 espina y de 5 a 8 radios; aleta caudal ahorquillada, escamas ctenoideas y fuertes; ojo grande; borde opercular serrado o con fuertes espinas; 26 o 27 vértebras; el órgano nasal está ubicado en una cavidad triangular; línea lateral completa (McEachran & Fechhelm, 1998; Nelson *et al.*, 2016). Este grupo tiene una postlarva distintiva, conocida como “etapa rhynchichtys”, y tiene prominentes espinas dentadas, rostrales, en la región occipital y opercular (Tyler *et al.*, 1993; Johnson & Schnell, 2015).

La familia Holocentridae se divide en las subfamilias Holocentrinae y Myripristinae, ambas se consideran grupos monofiléticos (Dornburg *et al.*, 2012). La primera subfamilia incluye tres géneros: *Holocentrus* Scopoli 1777, *Neoniphon* Castelnau 1875 y *Sargocentron* Fowler 1904; mientras que en Myripristinae se agrupan cinco géneros: *Corniger* Agassiz 1831, *Myripristis* Cuvier 1829, *Ostichthys* Cuvier 1829, *Plectrypops* Gill 1862 y *Pristilepis* Randall, Schimizu & Yamakawa 1982 (Nelson *et al.*, 2016; Fricke *et al.*, 2022a). Dentro de esta última se conforma el clado representado por el grupo de aguas profundas, que contiene a *Corniger*, *Ostichthys* y *Plectrypops*, considerado como grupo hermano de *Myripristis* (Dornburg *et al.*, 2012). De éstas, las especies de aguas profundas, *Corniger spinosus* Agassiz 1831, *Ostichthys trachypoma* (Günther 1859) y *Plectrypops retrospinis* (Guichenot 1853), habitan en el Atlántico occidental (Greenfield, 2002), con registros esporádicos en la parte norte del Golfo de México (McEachran & Fechhelm, 1998; McEachran, 2009). Hasta el momento, no existe evidencia de su presencia en la parte sur del Golfo (Hoese & Moore, 1998; McEachran & Fechhelm, 1998; Fig. 1). Por tanto, el objetivo de este trabajo es presentar nuevos registros en la distribución de dos especies de Myripristinae en el suroeste del Golfo de México y su primer registro en aguas jurisdiccionales de México.

MATERIALES Y MÉTODOS

Durante la pesca de profundidad en el sureste del Golfo de México, realizada por parte de los pescadores ribereños en la plataforma continental en el sur del estado de Veracruz, México (Figs. 1, 2), el 10 y 11 de noviembre, 17 de diciembre de 2021 y mayo de 2022 se capturaron cuatro ejemplares de peces ardilla con línea de mano, con anzuelo garra de águila del número 0/8, a una profundidad entre los 80 a 200 m. Los especímenes fueron fijados con formaldehído (10%), después preservados en alcohol etílico (70%) y finalmente depositados en la Colección Ictiológica de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala (CIFI), de la Universidad Nacional Autónoma de México. La determinación taxonómica fue corroborada con claves especializadas (McEachran & Fechhelm, 1998; Greenfield, 2002; Fricke, 2017; Greenfield *et al.*, 2017). Las medidas y conteos de los ejemplares capturados siguen a Woods & Sonoda (1973), mientras el conteo de la fórmula radial de la aleta caudal siguió lo establecido por Fricke (1983). La descripción de los ejemplares considera las medidas y proporciones corporales con respecto a la longitud patrón (LP) y la longitud cefálica (LC).

RESULTADOS

Orden Holocentriformes

Familia Holocentridae

Género *Corniger* Agassiz, 1831

Corniger spinosus Agassiz, 1831

(Figs. 1, 3A; Tabla 1)

Nombre común: Candil espinoso, Navajillo/ Spinycheek soldierfish

Nuevo registro. Un espécimen (129.3 mm longitud patrón [LP]); México: Veracruz, ca. Alvarado (18°50'27"N, 95°21'21"W); profundidad aproximada 100 m; 10 de noviembre de 2021; recolector A. Campos Pérez; CIFI-1919.

Diagnosis. Preopérculo con una o dos espinas fuertes; infraorbital con espinas fuertes y dirigidas posteriormente; D XII,13-15; 28 a 30 escamas en la línea lateral; branquiespinas totales del primer arco 18-21; surco premaxilar oblongo.

Descripción del espécimen: Los datos merísticos y morfométricos del ejemplar se muestran en la Tabla 1. Presenta cuerpo oblongo y su máxima altura se presenta cerca de la inserción de las aletas pectorales. La aleta caudal es reducida y el pedúnculo caudal pequeño y delgado (11.2 % LP), menor a lo longitud cefálica (27.2 % LC); su altura es menor al diámetro ocular. Radios branquiostegos 8; branquiespinas en la rama superior 7 y 9 en la rama inferior del primer arco branquial. Escamas en la línea lateral 29, 3 hileras sobre la línea lateral y 7 por debajo de ella; son ctenoideas de forma cuadrada y gruesas. La longitud de las aletas pectorales y pélvicas es menor a la longitud cefálica (64.8% y 58.4% LC, respectivamente). Las fórmulas radiales son: P1 15; P2 I,7; A IV,11; D XII,14; C V,ii,17,ii,IV.

Cabeza robusta y su longitud cefálica (41.3 % LP) cabe 2.4 veces en la LP. Boca terminal, ligeramente protractil; la mandíbula inferior cuenta con un par de protuberancias en la sínfisis, la cual coincide con la muesca entre las placas dentales premaxilares. El hocico es corto

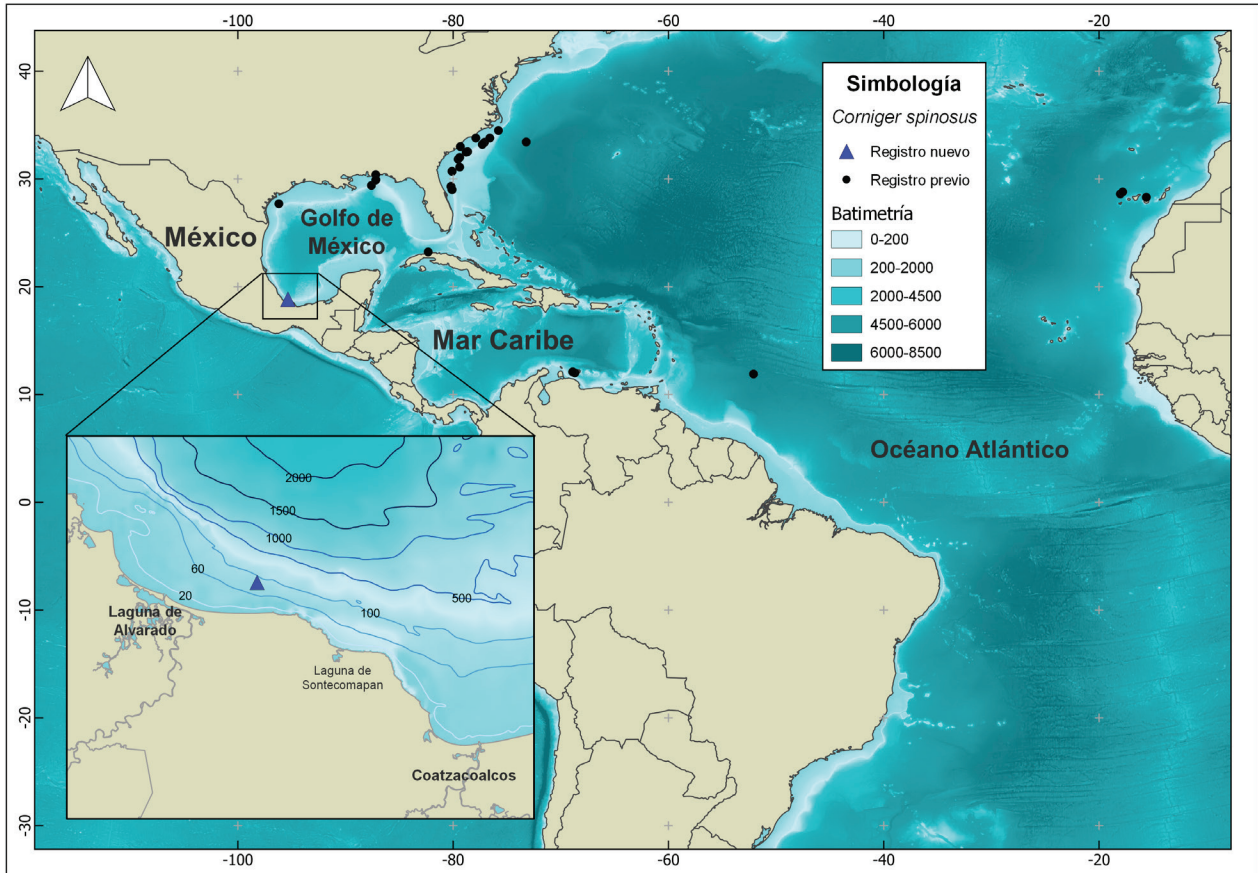


Figura 1. Mapa de distribución de *Corniger spinosus*: nuevo registro (triángulo azul) en el sur del Golfo de México, y registros previos (puntos negros) basados en datos obtenidos de GBIF (2022).

(19.9 % LC), menor al diámetro ocular. El ojo grande, cabe 3.4 veces en la LC, está rodeado por fuertes ornamentaciones óseas; sus bordes son serrados y espinosos; el suborbital tiene cuatro espinas largas que se dirigen hacia la parte posterior (retrorsas), la última alcanza el borde preopercular; el hueso nasal tiene entre cuatro y cinco espinas anteriores. El opérculo tiene en su superficie espinas y el borde es serrado, las espinas más grandes se encuentran cerca del borde dorsal. El preopérculo cuenta con un borde y reborde serrado, en el extremo inferior hay una gran espina que sobrepasa el borde opercular. Dientes cortos y cónicos, que se encuentran dispuestos en bandas o parches dentales: los vomerinos se encuentran en un parche triangular; los premaxilares forman un parche anterior agrandado, en donde embona la sínfisis de las mandíbulas inferiores y se continúa en bandas alargadas junto con la banda maxilar; los palatinos se encuentran en bandas delgadas y alargadas; las bandas del dentario son alargadas y anchas cerca de la sínfisis

Color. El ejemplar recién capturado tenía una coloración rojo carmesí en todo el cuerpo, incluyendo las aletas. Después de su preservación en alcohol (70%), la coloración se tornó blanco-amarillento, a excepción de ciertas tonalidades rosáceas (Fig. 3A).

Género *Ostichthys* Cuvier, 1829

Ostichthys trachypoma (Günther, 1859)

(Figs. 2, 3B; Tabla 2)

Nombre común: Candil de lo alto, Navajillo de hondura/ Bigeye soldierfish

Nuevos registros. Un espécimen (120.4 mm LP); México: Veracruz, ca. Barra de Sontecomapan (18°44'20"N, 94°56'12"W); profundidad cercana a los 200 m; 11 de noviembre de 2021; recolector A. Campos Pérez; CIFI-1918. Un espécimen (197 mm LP); México: Veracruz, frente a Salinas Roca Partida (18°55'19"N, 95°13'31"W); profundidad cercana a los 80 m; 17 de diciembre de 2021; recolector A. Campos Pérez; CIFI-1927. 1 espécimen (151 mm LP); México: Veracruz, frente a Salinas Roca Partida (19°03'48"N, 95°09'11"W); profundidad de 200 m; 17 de mayo de 2022; recolector A. Campos Pérez; CIFI-1957.

Diagnosis. Preopérculo con una o dos espinas fuertes; sin espinas en el infraorbital; D XII-XIII, 13-15; 29 a 30 escamas en la línea lateral; 2 ½ escamas sobre la línea lateral; branquiespinas totales del primer arco 22-25; aleta pectoral con 14 a 16 radios, moda 15, con bandas

longitudinales rojas y blancas alternadas entre sí; el surco premaxilar en forma de V; última espina dorsal mayor a la penúltima; hocico corto 4.8 a 5.6 veces en la HL.

Descripción de los especímenes. Los datos merísticos y morfométricos se muestran en la Tabla 2. Cuerpo oblongo, moderadamente alto (46.3 a 48.1% LP) y comprimido, el ancho interorbital (de 18.5 a 18.8 % LC). Aleta caudal reducida, pedúnculo caudal pequeño (12 a 14.4 % LP), menor a lo longitud cefálica (28.2 a 36.6 % LC) y su altura es menor al diámetro ocular. Radios branquiostegos 8; branquiespinas en la rama superior 8 y de 14 a 16 en la rama inferior del primer arco branquial. Escamas en la línea lateral de 29 a 30, 2 1/2 sobre la línea lateral y 8 por debajo de ella; son escamas grandes y ctenoideas, con borde recto anterior y estrías posteriores. Las aletas pélvicas están insertas por debajo de la órbita, longitud de las aletas pectorales y pélvicas son menor a la longitud cefálica (57.7-76.1 y 56.7-65.4% de LC respectivamente).

Las fórmulas radiales son: P1 15; P2 I,7; A IV,10-11; D XII-XIII,13-14; C IV,ii,15-19,ii-iii,III-IV.

Cabeza grande y robusta cuya longitud cefálica (39.4-46.2 % LP) cabe de 2.2 a 2.5 veces en la LP. La boca es grande, oblicua y ligeramente subterminal, cuando está cerrada el borde del maxilar sobrepasa el borde ocular. El hocico es corto (17.8-20.5 % LC), menor al diámetro ocular. El ojo cabe 2.8-3.5 veces en la LC; el suborbital y lacrimal con márgenes serrados sin grandes espinas. El borde opercular es serrado y tiene una espina en la parte superior. El preopérculo tiene doble margen serrado sin espinas notorias. Los dientes premaxilares son cónicos y forman un parche agrandado en la parte anterior y se continúan con la banda maxilar; hay un parche pequeño de dientes vomerinos; los palatinos se encuentran en bandas delgadas y alargadas; las bandas del dentario son alargadas y estrechas.

Tabla 1. Datos merísticos y morfométricos de un ejemplar de *Corniger spinosus* Agassiz, 1831 (CIFI-1919) capturado en el suroeste del Golfo de México, y su comparación morfológica con los registros de otras localidades. Los datos morfométricos se expresan como porcentaje de la longitud patrón (LP), excepto donde se indique.

	Presente estudio (n=1) Golfo de México	Woods y Sonoda 1973 (n= 10) Atlántico occidental	Lozano y Brito 1989 (n= 4) Islas Canarias
Espinas dorsales	12	13	12
Radios dorsales	14	13-14	13-15
Espinas de la aleta pélvica	1	1	1
Radios de la aleta pélvica	7	7	7
Espinas de la aleta anal	4	4	4
Radios de la aleta anal	11	9-12	10-11
Radios de la aleta pectoral	15	16-17	15
Escamas por encima de la línea lateral	3	3 1/2	3
Escamas por debajo de la línea lateral	7	7 1/2- 8	7-8
Escamas de la línea lateral	29	28-30	29-30
Radios branquiostegos	8	8	8
Branquiespinas (totales)	7+9	6-8+1+11-13	5-7+1+11-12
	(19)	(18-21)	
Aleta caudal	V,ii,17,ii,IV	IV,ii,9-8,ii,III	IV+ii+9+8+ii+III
Longitud total (mm)	156.8	-	135-223
Longitud patrón (LP, mm)	129.3	103-149	115-172
PROPORCIÓN (%) DE LP			
Longitud cefálica	41.3	38.5-41.3	34.3-37.93
Longitud del hocico	8.2	7.64-9.50	7.55-9.56
Mandíbula superior	19.9	19.3-22.0	-
Longitud ocular	12.0	11.9-14.3	9.3-11.72
Ancho interorbital	6.3	5.38-6.45	5.81-9.65
Longitud de la base de la aleta dorsal	53.9	-	53.79-56.52
Longitud de la base de la aleta anal	21.2	-	19.23-22.75
Altura corporal	46.5	42.4-49.7	47.09-48.96
Altura del pedúnculo caudal	9.7	10.1-11.1	9.56-10.34
Longitud del pedúnculo caudal	11.2	11.7-14.4	-
Lóbulo superior de la aleta caudal	21.2	21.3-26.8	-
Lóbulo inferior de la aleta caudal	22.0	20.0-25.2	-
Longitud de la aleta pectoral	26.8	24.2-28.6	23.07-25
Longitud de la aleta pélvica	24.1	22.6-25.3	-

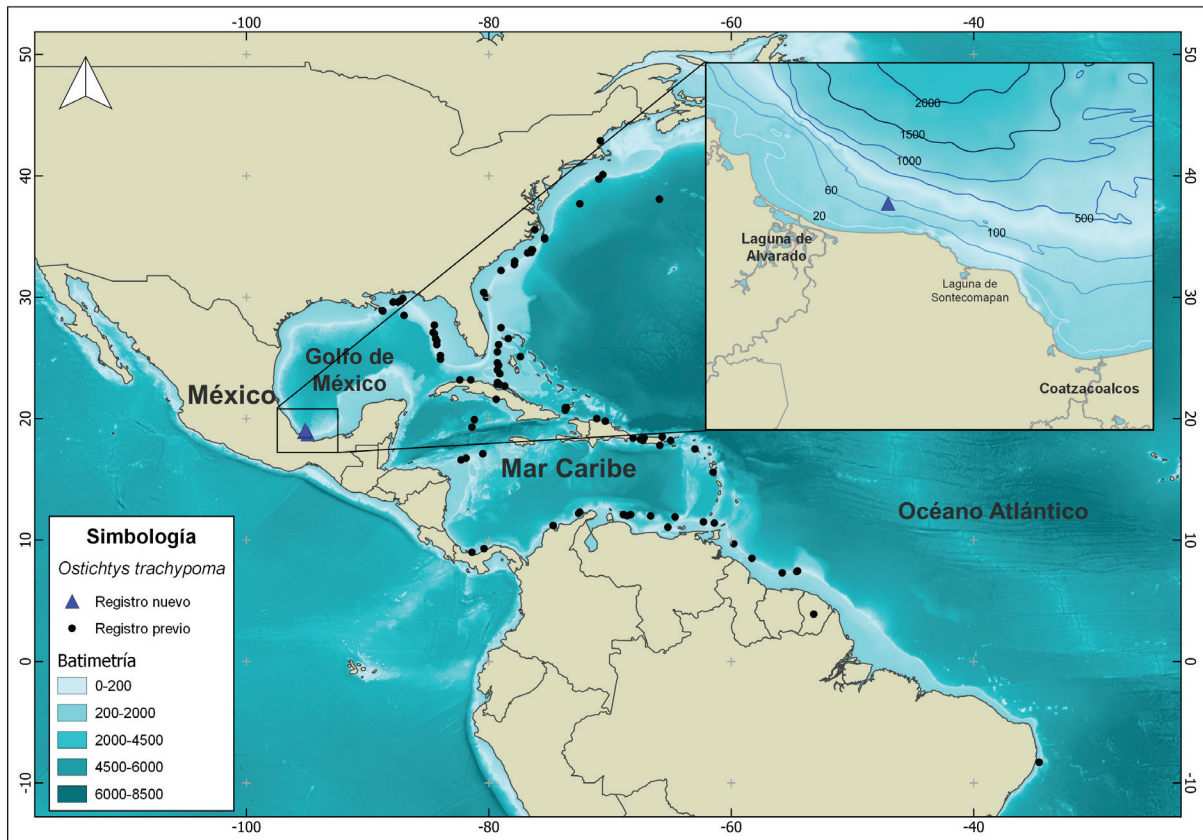


Figura 2. Mapa de distribución de *Ostichthys trachypoma*: nuevos registros (triángulo azul) en el sur del Golfo de México, y registros previos (puntos negros) basados en datos obtenidos de GBIF (2022).

Color: Al estar recién capturados presentan una coloración rojo carmesí en todo el cuerpo, incluyendo las aletas, es más intenso en la región dorsal y hacia la parte ventral tiene a una coloración rosácea. En los costados de cuerpo hay franjas longitudinales más claras, tres sobre la línea lateral y siete por debajo de ella. Los ejemplares preservados poseen coloración blanco-amarillentas, y son aún notorias las franjas longitudinales con una coloración naranja y rosácea (Fig. 2B).

DISCUSIÓN

La falta de estudios en las zonas marinas profundas de México ha generado un vacío de información sobre la ictiofauna en el sureste del Golfo de México (Ramírez *et al.*, 2019). Algunos trabajos recientes en la región cercana de donde provienen los presentes registros han señalado la presencia de especies de ambientes mesofóticos y rarifóticos (Del Moral-Flores *et al.*, 2021a, b), por lo que puede ser un indicio de ambientes propicios y faunísticamente similares a otras regiones del Atlántico occidental. Las especies *C. spinosus* y *O. trachypoma* son consideradas representantes típicas de los ambientes mesofóticos y rarifóticos, por tener una distribución batimétrica entre los 45-275 m y 37-550 m de profundidad, respectivamente (Baldwin *et al.*, 2018). Además, en la costa sureste de los Estados Unidos y sur del Golfo de

México (Banco de Campeche), se ha encontrado que forman parte de un conjunto ictiofaunístico de profundidad y que se encuentra alejado de la costa; está asociado a aguas frías y tienen una tolerancia térmica mínima, y por tanto se ha encontrado que la intrusión estacional de aguas frías fuera de la costa en la plataforma continental es uno de los principales factores de influencia en su distribución regional (Miller & Kent, 1972; Miller & Richards, 1980). En el caso del suroeste del Golfo de México, los cambios estacionales más fuertes ocurren en invierno con la presencia de los eventos conocidos como “nortes” (Kurczyn *et al.*, 2020), durante la temporada de finales de septiembre a enero, lo cual ocasiona un recambio en la masa de agua cercana a la costa y bajas temperaturas (Chávez-López *et al.*, 2009), coincidiendo con las temporadas en que se capturó a la mayoría de los organismos.

Los registros de *C. spinosus* son escasos en el Atlántico occidental, con una distribución conocida desde Carolina del Norte hasta Brasil, incluyendo el norte del Golfo de México y algunas islas del Caribe como Cuba, Curaçao y Puerto Rico (Anderson & Gutherz, 1964; Woods & Sonoda, 1973; Guitart, 1975; Dennis *et al.*, 2004; Baldwin *et al.*, 2018). Recientemente se le registró en el ambiente mesofótico del Archipiélago de Fernando de Noronha, Brasil (Pimentel *et al.*, 2020). La especie fue considerada endémica del Atlántico occidental y de origen reciente antes del cierre del istmo de Panamá, con evidencia de posible disper-

sión larval (Greenfield, 1968; Kotlyar, 1998). Sin embargo, los registros en el Atlántico oriental incluyen a la Isla la Palma, Islas Canarias (Lozano & Brito, 1989) y las costas de Benin, en África (Anato *et al.*, 1991), que permiten considerarla como una especie anfiatlántica. El primer registro de *C. spinosus* en el Golfo de México, corresponde a un ejemplar (141 mm LP) capturado en 1970 en la entrada a Bahía Pensacola, Florida (Haburay *et al.*, 1974) y posteriormente Hasting & Bortone (1976) la vuelven a capturar en la misma zona. El registro más sureño, hasta el momento, corresponde a la zona marina de Texas, USA (Fig. 1A), por lo que el nuevo registro aumenta su distribución en 992.4 km al sur del Golfo de México.

La especie *Ostichthys trachypoma* es endémica del Atlántico occidental, su distribución va desde Nueva York, USA, hasta Brasil, inclu-

yendo el Caribe (Anderson & Gutherz, 1964; Woods & Sonoda, 1973; Guitart, 1975; Robins *et al.*, 1986; Cervigón, 1991; Schwartz, 1997; Roa-Varón *et al.*, 2003). Se asocia con ambientes rocosos y coralinos de profundidad, lo cual puede ser evidencia de su biogeografía histórica (Greenfield, 1968; Koytlar, 1998). El primer registro de la especie, en el Golfo de México, corresponde a Springer & Bullis (1956). Actualmente, todos los registros pertenecen a la región norte (McEachran & Fchhelm, 1998; McEachran, 2009). Por lo que, a partir del registro de Luisiana, USA, se amplía su distribución austral en el Golfo de México por aproximadamente 1,284 km (Fig. 2B).

La merística y morfometría de los especímenes de ambas especies, capturadas en el suroeste del Golfo de México, coincide con lo reportado en otras áreas del Atlántico occidental (Woods & Sonoda,

Tabla 2. Datos merísticos y morfométricos de los especímenes de *Ostichthys trachypoma* capturados en el suroeste del Golfo de México, y su comparación morfológica con los registros de otras localidades. Los datos morfométricos se expresan como porcentaje de la longitud patrón (LP), excepto donde se indique. * Ejemplar con tamaño récord.

	Presente estudio (CIFI-1918)	Presente estudio (CIFI-1927)	Presente estudio (CIFI-1957)	Woods y Sonoda 1973 (n= 8)	Schwartz 1997 (n= 1)
Espinas dorsales	12	12	13	12	12
Radios dorsales	13	13	13	13-14	13
Espinas de la aleta pélvica	1	1	1	1	-
Radios de la aleta pélvica	7	7	7	7	7
Espinas de la aleta anal	4	4	4	4	4
Radios de la aleta anal	11	10	11	10-12	11
Radios de la aleta pectoral	15	15	15	14-16	15
Escamas por encima de la línea lateral	2 ¹ / ₂	2 ¹ / ₂	2 ¹ / ₂	2 ¹ / ₂	2 ¹ / ₂
Escamas por debajo de la línea lateral	8	8	8	8	-
Escamas de la línea lateral	29	30	30	29-30	29
Radios branquiostegos	8	8	8	8	-
Branquiespinas (totales)	8+14	8+14	8+16	8-10+13-14	8+16
	(22)	(22)	(24)	(23-25)	(24)
Aleta caudal	-	IV,ii,19,ii,III	IV,ii,15,iii,IV	IV,ii,9-8,ii,III	-
Longitud total (mm)	-	235*	189	-	207
Longitud patrón (LP, mm)	120.4	197*	151	65.2-167.3	167
PROPORCIÓN (%) DE LP					
Logitud cefálica	46.2	41.1	39.4	38.7-42.2	40.84
Longitud del hocico	9.1	8.4	7.0	6.53-7.71	8.44
Mandíbula superior	23.4	22.4	22.6	23.5-25.8	-
Longitud ocular	13.9	11.5	13.9	13.7-17.0	11.7
Ancho interorbital	8.6	7.7	7.4	6.58-9.2	-
Longitud de la base de la aleta dorsal	51.2	51.4	49.3	-	-
Longitud de la base de la aleta anal	19.5	16.0	18.5	-	-
Altura corporal	48.1	47.4	46.3	45.2-50.0	47.01
Altura del pedúnculo caudal	9.1	9.2	9.1	9.01-10.1	-
Longitud del pedúnculo caudal	13.0	12.0	14.4	13.3-16.1	9.52
Lóbulo superior de la aleta caudal	-	-	24.2	26.9-28.4	-
Lóbulo inferior de la aleta caudal	-	-	25.6	26.9-27.0	-
Longitud de la aleta pectoral	26.7	27.7	30.0	26.3-29.9	25.57
Longitud de la aleta pélvica	26.4	23.3	25.8	23.0-29.6	23.11

1973; Cervigón, 1991; Schwartz, 1997) y en el caso de *C. spinosus* también con los registros del Atlántico oriental (Lozano & Brito, 1989; Anato *et al.*, 1991). Los registros previos de *O. trachypoma* mencionan un tamaño máximo de 190 mm LP para la especie (Woods & Sonoda, 1973), por lo que el ejemplar (CIFI-1927) con 197 mm de LP y 235 mm de LT corresponde a un récord de talla de la especie.

Ambas especies tienen una afinidad tropical y su distribución puede tener una asociación con las corrientes tropicales del Atlántico, principalmente con la norecuatorial y la del Golfo, lo que puede ayudar a explicar la presencia de *C. spinosus* en las costas africanas y cuerpos insulares cercanos a Europa (Lozano & Brito, 1989; Anato *et al.*, 1991). Pero, además, al igual que en el sur del Golfo de México, deben existir las condiciones propicias de los ambientes mesofóticos y rarifóticos de zonas tropicales, para que las poblaciones asentadas en los cuerpos insulares puedan prosperar. Aunque Brito *et al.* (2005) señalan que estos registros en las Islas Canarias, son evidencia de un proceso de tropicalización de la ictiofauna, como consecuencia a un cambio en las condiciones ambientales. Por lo que es necesario analizar la estructura genética de las poblaciones a ambos lados del Atlántico que ayude a comprender y explicar su distribución.

En el Atlántico oriental se han registrado cuatro especies de holocéntridos, *C. spinosus*, *Holocentrus adsensionis*, *Myripristis jacobus* y *Sargocentron hastatus* (Greenfield, 1968; Woods & Sonoda, 1973; Kotlyar, 1998). Esta última recientemente se registró en el Atlántico occidental, cerca de Isla San Vicente y San Andrés, Colombia (Wilk *et al.*, 2005). De acuerdo con Briggs (1974), la barrera del Atlántico tiene un alto porcentaje de aislamiento entre las faunas a ambos lados del Atlántico. La determinación de la edad y estados de desarrollo en las larvas del grupo de Holocentridae (Tyler *et al.*, 1993), podría ayudar a explicar la conexión en ambas costas. Aunque se ha corroborado que, al menos en dos especies de holocéntridos del Atlántico, la estructura genética de sus poblaciones no se explica por la duración larval, podría existir un mejor indicio en los procesos evolutivos en tiempos geológicos o sus aspectos biológicos postlarvales (Bowen *et al.*, 2006). La hipótesis postulada por Greenfield (1968) asume que, al existir un mayor número de especies en el Caribe en comparación con la costa de África occidental, existe una mayor probabilidad de la evolución de algunas especies en el Caribe y su posterior arribo a África, lo que explicaría los escasos registros y poblaciones en la costa oriental del Atlántico.



Figura 3. Especímenes de peces ardilla recolectados en el sur del Golfo de México: A) *Corniger spinosus* (CIFI-1919), 129.3 mm de longitud patrón (LP), coloración después de la conservación; B) *Ostichthys trachypoma* (CIFI-1927), 197 mm de LP, coloración de un ejemplar recién capturado.

En suma, los nuevos registros aquí documentados reflejan que, en la zona y área de captura, se tienen las condiciones propicias para que ambas especies de holocéntridos estén presentes, además del conocimiento limitado de los peces arrecifales de profundidad en la región, por lo que sugiere la necesidad de un mayor esfuerzo de estudio en la región sur del Golfo de México.

AGRADECIMIENTOS

Este estudio fue financiado por el proyecto PAPIIT IA207820. Los autores agradecen a A. Campos Pérez, pescador local que proporcionó los ejemplares para este estudio, y al SNI-CONACYT por el apoyo otorgado. A Eduardo García Mercado por la toma de fotografías y su ayuda en el laboratorio.

REFERENCIAS

- ANATO, C. B., J.P. QUIGNARD & C. DOSSOU. 1991. Les Holocentridae (Pisces, Beryciformes) des côtes Béninoises. Première mention de *Corniger spinosus* Agassiz, 1829. *Cybio* 15 (4): 291-298.
- Anderson, W. D. & E. J. GUTHERZ. 1964. New Atlantic coast ranges for fishes. *Quarterly Journal of the Florida Academy of Sciences* 27 (4): 299-306.
- BALDWIN, C. C., L. TORNABENE & D. R. ROBERTSON. 2018. Below the Mesophotic. *Scientific Reports* 8:4920. DOI:10.1038/s41598-018-23067-1
- BOWEN, B. W., A. L. BASS, A. MUSS, J. CARLIN & D. R. ROBERTSON. 2006. Phylogeography of two Atlantic squirrelfishes (Family Holocentridae): exploring links between pelagic larval duration and population connectivity. *Marine Biology* 149: 899-913. DOI: 10.1007/s00227-006-0252-1
- BIGGS, J. C. 1974. *Marine Zoogeography*. McGraw-Hill Book Company, New York, 475 p.
- BRITO, A., J. M. FALCÓN & R. HERRERA. 2005. Sobre la tropicalización reciente de la ictiofauna litoral de las islas Canarias y su relación con cambios ambientales y actividades antrópicas. *Vieraea* 33: 515-525.
- BUSSEROLLES, F., F. CORTESI, L. FOGG, S. M. STIEB, M. LUERHMANN & N. J. MARSHALL. 2021. The visual ecology of Holocentridae, a nocturnal coral reef fish family with a deep-sea-like multibank retina. *Journal of Experimental Biology* 224 (1): jeb233098. DOI:10.1242/jeb.233098
- CERVIGÓN, F. 1991. *Los peces marinos de Venezuela. Vol. 1*. Fundación Científica Los Roques, Caracas, Venezuela. 425 p.
- CHÁVEZ-LÓPEZ, R., A. ROCHA-RAMÍREZ & S. CHÁZARO-OLVERA. 2009. *Peces del sistema Laguna de Alvarado, Veracruz*. Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM. 240 p.
- DEL MORAL-FLORES, L. F., E. LÓPEZ-SEGOVIA, V. R. ESCARTÍN-ALPÍZAR & M. L. JIMÉNEZ-BADILLO. 2021a. Validating the presence of Spanish Flag, *Gonioplectrus hispanus* (Cuvier, 1828) (Perciformes, Serranidae), from the south-western Gulf of Mexico. *Check List* 17 (5): 129-1303. DOI:10.15560/17.5.1299
- DEL MORAL-FLORES, L. F., V. R. ESCARTÍN-ALPÍZAR, E. A. REYES MORALES & M. C. FLORES-MIRANDA. 2021. Southernmost record and record-size of the Highfin scorpionfish, *Pontinus rathbuni* (Actinopterygii: Scorpaenidae), in the Gulf of Mexico. *Hidrobiológica* 31 (3): 263-267. DOI:10.24275/uam/izt/dcbshidro/2021v31n3/delmoral
- DENNIS, G. D., D. HENSLEY, P. L. COLIN & J. J. KIMMEL. 2004. New record of marine fishes the Puerto Rican Plateau. *Caribbean Journal of Science* 40 (1): 70-87.
- DORNBURG, A., J. A. MOORE, R. WEBSTER, D. L. WARREN, M. C. BRANDLEY, T. L. IGLESIAS, P. C. WAINWRIGHT & T. J. NEAR. 2012. Molecular phylogenetics of squirrelfishes and soldierfishes (Teleostei: Beryciformes: Holocentridae): reconciling more than 100 years of taxonomic confusion. *Molecular Phylogenetics and Evolution* 65 (2): 727-738. DOI: 10.1016/j.ympev.2012.07.020
- FRICKE, R. 1983. A method of counting caudal fin rays of actinopterygian fishes. *Braunschweiger Naturkundliche Schriften* 1 (4): 729-733.
- Fricke, R. 2017. *Ostichthys kinchi*, a new species of soldierfish from New Ireland, Papua New Guinea, western Pacific Ocean (Teleostei: Holocentridae) *FishTaxa* 2 (1): 62-70.
- FRICKE, R., W. N. ESCHMEYER & R. VAN DER LAAN. 2022. Eschmeyer's Catalog of fishes: genera, species, references. Disponible en línea en: <http://researcharchive.calacademy.org/research/ichthyology/catalog/fishcatmain.asp>. (consultado el 08 julio 2022).
- FRICKE, R., W. N. ESCHMEYER & J. D. FONG. 2022. Species by family/subfamily. Disponible en línea en: <http://researcharchive.calacademy.org/research/ichthyology/catalog/SpeciesByFamily.asp>. (consultado el 08 julio 2022).
- GLADFELTER, W. B. & W. S. JOHNSON. 1983. Feeding niche separation un a guild of tropical reef fishes (Holocentridae). *Ecology* 64 (3): 552-563. DOI: 10.2307/1939975
- GBIF (THE GLOBAL BIODIVERSITY INFORMATION FACILITY). 2022. Disponible en línea en <https://www.gbif.org>. (consultado el 09 julio 2022).
- GREENFIELD, D. W. 1968. The Zoogeography of *Myripristis* (Pisces: Holocentridae). *Systematic Zoology* 17 (1): 76-87. DOI: 10.2307/2412397
- GREENFIELD, D. W. 2002. Holocentridae. Squirrelfishes (soldierfishes). In: Carpenter. K. E. (Ed.). *The living marine resources of the Western Central Atlantic. Vol. 2: bony fishes, part 1 (Acipenseridae to Grammatidae)*. FAO Species Identification Guide for Fishery Purposes and American Society of Ichthyologist and Herpetologists Special Publication, Roma, Italy, pp. 1192-1196.
- GREENFIELD, D. W., J. E. RANDALL & P. N. PSOMADAKIS. 2017. A review of the soldierfish genus *Ostichthys* (Beryciformes: Holocentridae), with descriptions of two new species in Myanmar. *Journal of the Ocean Science Foundation* 26 :1-33. DOI: 10.5281/zenodo.344964
- GUITART, D. J. 1975. *Sinopsis de los peces marinos de Cuba. Tomo II*. Academia de Ciencias de Cuba, Cuba. pp. 141-323.
- HABURAY, K., R. W. HASTINGS, D. DeVRIES & J. MASSEY. 1974. Tropical marine fishes from Pensacola, Florida. *Florida Scientist* 37 (2): 105-109.
- HASTINGS, P. A. & S. A. BORTONE. 1976. Additional notes on tropical marine fishes in the northern Gulf of Mexico. *Florida Scientist* 39 (2): 123-125.
- HOESE, H. D. & R. H. MOORE. 1998. *Fishes of the Gulf of Mexico, Texas, Louisiana, and Adjacent Waters*. College Station, Texas. 422 p.

- JOHNSON, D. & N. K. SCHNELL. 2015. Development of the rostrum and upper jaws in squirrelfishes and soldierfishes (Beryciformes: Holocentridae): a unique ontogenetic trajectory. *Copeia* 103 (4): 902-919. DOI: 10.1643/CG-15-260
- KOTLYAR, A. N. 1998. Species composition and distribution of Holocentrids in the Ocean of the World (Holocentridae, Beryciformes). *Voprosy Ikhtologii* 38 (2): 199-217.
- KURCZYN, J. A., C. M. APPENDINI, E. BEIER, A. SOSA-LÓPEZ, J. LÓPEZ-GONZÁLEZ & G. POSADA-VANEGAS. 2020. Oceanic and atmospheric impact of central American cold surges (Nortes) in the Gulf of Mexico. *International Journal of Climatology* 41 (S1): E1450-E1468. DOI: 10.1002/joc.6779
- LOZANO, I. J. & A. BRITO. 1989. First record of *Corniger spinosus* Agassiz, 1829 (Pisces: Beryciformes: Holocentridae) from the eastern Atlantic (Canary Islands). *Cybium* 13 (2): 131-137.
- McEACHRAN, J. D. 2009. Fishes (Vertebrata: Pisces) of the Gulf of Mexico. In: Felder, D. L. & D. K. Campo. (Eds.). *Gulf of Mexico Origins, Waters, and Biota. Biodiversity*. Texas A&M Press, Texas, USA, pp. 1223-1316.
- McEACHRAN, J. D. & J. D. FECHHELM. 1998. *Fishes of the Gulf of Mexico. Volume 1: Myxiniformes to Gasterosteiformes*. University of Texas Press. Austin. 1112 p.
- MILLER, C. D. & D. M. KENT. 1972. Redescription of *Prionotus beani* (Pisces, Triglidae). *Quarterly Journal of the Florida Academy of Sciences* 34: 223-242.
- MILLER, G. C. & W. J. RICHARDS. 1980. Reef fish habitat, faunal assemblages, and factors determining distributions in the South Atlantic Bight. *Proceedings of the Gulf and Caribbean Fisheries Institute* 32: 114-130.
- NELSON, J. S., T. C. GRANDE & M. V. H. WILSON. 2016. *Fishes of the World*. John Wiley & Sons, Hoboken, USA. 752 p.
- PARMENTIER, E., P. VANDEWALLE, C. BRIÉ, L. DINRATHS & LECCHINI. 2011. Comparative study on sound production in different Holocentridae species. *Frontiers in Zoology* 8: 12. DOI:10.1186/1742-9994-8-12
- PIMENTEL, C. R., L. A. ROCHA, B. SHEPHERD, T. PHELPS, J.-C. JOYEUX, A. S. MARTINS, C. E. STEIN, J. B. TEIXEIRA, J. L. GASPARINI, et al. 2020. Mesophotic ecosystems at Fernando de Noronha Archipelago, Brazil (Southwestern Atlantic), reveal unique ichthyofauna and need for conservation. *Neotropical Ichthyology* 18 (4): 1-17. DOI: 10.1590/1982-0224-2020-0050
- RAMÍREZ, J. M., A. R. VÁZQUEZ-BADER & A. GRACIA. 2019. Ichthyofaunal list of the continental slope of the southern Gulf of Mexico. *Zookeys* 846: 117-132. DOI:10.3897/zookeys.846.31944
- ROA-VARÓN, A., L. M. SAAVEDRA-DÍAZ, A. ACERO P., M. L. S. MEJÍA & S. G. R. NAVAS. 2003. Nuevos registros de peces óseos para el Caribe colombiano de los órdenes Beryciformes, Zeiformes, Perciformes y Tetraodontiformes. *Boletín de Investigaciones Marinas y Costeras* 32: 3-24.
- ROBINS, C. R., G. C. RAY & J. DOUGLASS. 1986. *A field guide to Atlantic coast fishes of North America*. Peterson Field Guide Series 32, Houghton Mifflin, Boston. 354 p.
- SCHWARTZ, F. J. 1997. Recent capture of an adult bigeye soldierfish, *Ostichthys trachypoma* (Holocentridae) from North Carolina. *Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society* 113 (4): 183-185.
- SCOTT, W. M. 2001. *Reef fishes: a guide to their identification, behavior, and captive care*. Volume 1. TFH, Publications. 624 p.
- SPRINGER, S. & H. R. BULLIS. 1956. Collection by the Oregon in the Gulf of Mexico. *Special Scientific Report U.S. Department of the Interior Fish and Wildlife Service* 196: 1-134.
- TYLER, J. C., G. D. JOHNSON, E. B. BROTHERS, D. M. TYLER & C. L. SMITH. 1993. Comparative early life histories of western Atlantic squirrelfishes (Holocentridae): age and settlement of rhynchichthys, meeki, and juvenile stages. *Bulletin of Marine Science* 53 (3): 1126-1150.
- WILK, K., K. WILK & D. W. GREENFIELD. 2005. First record of the eastern Atlantic squirrelfish *Sargocentron hastatum* (Holocentridae) from the western Atlantic Ocean. *Proceedings of the California Academy of Sciences* 56: 86-87.
- WOODS, L. P. & P. M. SONODA. 1973. Order Berycomorphi (Beryciformes). *Memoirs Sears Foundation for Marine Research* 1 (6): 263-396.
- WYATT, J. R. 1983. The biology, ecology and bionomics of the squirrelfishes, Holocentridae. In: Munro, J. L. (Ed.) *Caribbean coral reef fishery resources*. ICLARM studies and reviews 7, pp. 50-58.

Anatomía de la cavidad bucofaringea del “jurel” *Caranx hippos* (Linnaeus, 1766) (Teleostei: Carangidae)

Anatomy of the oropharyngeal cavity of the “crevalle jack”, *Caranx hippos* (Linnaeus, 1766) (Teleostei: Carangidae)

Beltrán-Vinalay, Omar^{1,2} y Kobelkowsky, Abraham²

Recibido: 30 de septiembre de 2022.

Aceptado: 24 de enero de 2023.

Publicado: abril de 2023.

RESUMEN

Antecedentes. Entre las especies de jureles, en México se pesca *Caranx hippos*, el cual tiene importancia económica y ecológica. Sin embargo, los estudios sobre su anatomía trófica son escasos. **Objetivos.** Analizar y describir el esqueleto visceral, la musculatura visceral y la dentición de *C. hippos*. **Métodos.** Se analizaron 20 ejemplares de esta especie, previamente fijados en formaldehído y conservados en alcohol etílico. Se comparó su anatomía con otras cuatro especies de carángidos del Golfo de México. **Resultados.** Se reconoce que la organización de la cavidad bucofaringea de *C. hippos* corresponde al patrón morfológico de los teleosteos piscívoros, sin embargo, se identifican diferencias importantes en el esqueleto visceral, particularmente en los huesos palatino, hiomandibular y esfenótico, reconociéndose la participación del suborbital 3; asimismo, en la musculatura visceral resaltan modificaciones de los músculos *dilatador operculi*, *levator arcus palatini* y *adductor mandibulae*. Además, se registra la presencia en varias partes de la mucosa bucofaringea de pequeñas placas con dientes finos. **Conclusiones.** El análisis de la cavidad bucofaringea indica que *C. hippos* es una especie de hábitos carnívoros, principalmente piscívoro.

Palabras clave: braquiocráneo, dentición, esqueleto visceral, musculatura visceral

¹ Doctorado en Ciencias Biológicas y de la Salud. Universidad Autónoma Metropolitana, Ciudad de México, México.

² Laboratorio de Peces. Departamento de Biología. Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa. Av. San Rafael Atlixco 186, Col. Vicentina, Iztapalapa, 09340, Ciudad de México, México

***Corresponding author:**

Abraham Kobelkowsky: e-mail: akd@xanum.uam.mx

To quote as:

Beltrán-Vinalay, O. & A. Kobelkowsky. 2023. Anatomía de la cavidad bucofaringea del “jurel” *Caranx hippos* (Linnaeus, 1766) (Teleostei: Carangidae). *Hidrobiológica* 33 (1): 25-38.

DOI: 10.24275/uam/izt/dcb/hidro/2023v33n1/Beltran

ABSTRACT

Background. *Caranx hippos* is among the species of the jack family fished in Mexico, and it is of great economic importance and ecological. However, studies regarding its trophic anatomy are scarce. **Objectives.** Analyze and describe the visceral skeleton, visceral musculature, and dentition of *C. hippos*. **Methods.** 20 specimens of this species were fixed in formaldehyde, preserved in ethylic alcohol, and analyzed. Their anatomy was compared with the other four species of the Carangidae family of the Gulf of Mexico. **Results.** It is recognized that the organization of the buccopharyngeal cavity of *C. hippos* corresponds to the morphological pattern of the piscivorous teleostean, nevertheless, some important characters are identified in the visceral skeleton, particularly in the palatine, hiomandibular, sphenoid, and suborbital 3 bones. Additionally, in the visceral musculature, some modifications of the *dilatator operculi*, *levator arcus palatini*, and *adductor mandibulae* muscles stand out. The presence of small plates with thin teeth is notable in several parts of the buccopharyngeal mucosa. **Conclusions.** The analysis of the buccopharyngeal cavity indicates that *C. hippos* is a species with carnivorous habits, mainly piscivorous.

Keywords: brachioocranium, dentition, visceral skeleton, visceral musculature

INTRODUCCIÓN

De acuerdo con Nelson *et al.* (2016) el orden de los Carangiformes está formado por seis familias, entre las cuales se encuentra Carangidae, la cual agrupa 30 géneros, con 152 especies, de las cuales 24 se distribuyen en el Golfo de México.

En las costas mexicanas se comercializan bajo el nombre de “jurel” varias especies del género *Caranx*, con un promedio de pesca de 18.9 mil toneladas anuales (SAGARPA, 2019).

El “jurel” *Caranx hippos* (Linnaeus, 1766) llega a medir hasta 1.2 m de longitud y pesar 25 kg. Se distribuye desde Nueva Escocia, Canadá hasta Uruguay, incluyendo el Golfo de México (Castro-Aguirre *et al.*, 1999). De acuerdo con Arreguín-Sánchez & Arcos-Huitrón (2011) su explotación pesquera en México se encuentra en estado máximo de aprovechamiento.

La mayoría de los peces del género *Caranx* tienen un rol ecológico como depredadores, además forman parte de la dieta de depredadores tope como tiburones, marlines, dorados y túnidos, manteniendo el flujo de la energía en la cadena trófica (Hoffmayer & Parsons, 2003; Junior *et al.* 2004; Estupiñan-Montaño *et al.*, 2009; Vázquez-Ozuna *et al.*, 2020).

Son pocos los estudios previos sobre la anatomía de los carángidos, entre ellos destacan Kong & Iratchet (1998), quienes describen el neurocráneo de *Trachurus murphyi* (Nichols, 1920), *Caranx caballus* (Günther, 1868), *Seriola lalandi* (Valenciennes, 1833), *Trachinotus paitensis* (Cuvier, 1832), *Selene peruviana* (Guichenot, 1866) y *Selene brevoortii* (Gill, 1863), y el estudio de Kobelkowsky & Beltrán-Vinalay (2020) sobre la morfología de la cavidad visceral y la esplanología de *Selene vomer* (Linnaeus, 1758).

A pesar de su importancia ecológica y económica, los estudios que detallan aspectos anatómicos relacionados con la alimentación son escasos. El análisis anatómico de la cavidad bucal de un pez puede brindar información sobre los hábitos alimenticios, puesto que participa en la captura y primer procesamiento del alimento, en donde intervienen varias estructuras relacionadas al tipo de presa como dentición, número de branquiespinas, grado de desarrollo de ciertos músculos entre otras. Por otra parte, una de las características de la familia Carangidae es la diversidad de la forma corporal, lo que favorece la comparación de las estructuras de especies con diferentes hábitos alimenticios.

MATERIALES Y MÉTODOS

Los ejemplares de *C. hippos*, se colectaron mediante varias artes de pesca en un área cercana a la boca de las lagunas de Tampamachoco, Tuxpan y de laguna Grande en Vega de Alatorre, Veracruz, localidades del litoral del Golfo de México. Se fijaron en formaldehído al 10% y se conservaron en alcohol etílico al 70%. En total se procesaron 20 ejemplares adultos con un intervalo de talla de 35.7 a 64.9 cm.

Las disecciones se realizaron bajo un microscopio estereoscópico Olympus SZ6, siguiendo la técnica de disección del tracto digestivo de los teleosteos de Kobelkowsky & Figueroa (2018).

Se consideró a la cavidad bucofaringea o cavidad orobranchial como parte del tracto digestivo, que se inicia con la abertura de la boca y termina en el borde posterior de los huesos faríngeos. Se analizaron

anatómicamente y describieron los componentes de la cavidad bucofaringea, así como también las estructuras relacionadas indirectamente con la misma, y se ordenaron como esqueleto visceral, musculatura visceral y dentición.

Con el objetivo de hacer comparaciones anatómicas de estructuras relacionadas con la alimentación se seleccionaron los siguientes carángidos: *Chloroscombrus chrysurus* (Linnaeus, 1766), *Decapterus punctatus* (Cuvier, 1829) *Selene vomer* (Linnaeus, 1758) y *Trachinotus carolinus* (Linnaeus, 1766), que se distribuyen también en el Golfo de México y que representan la diversidad de la familia Carangidae.

Las ilustraciones se realizaron mediante un tubo de dibujo acoplado a un microscopio estereoscópico Wild M3Z.

La terminología osteológica siguió el criterio de Gregory (1959) y la miológica, el de Winterbottom (1974).

RESULTADOS

Cavidad bucofaringea. La cavidad bucofaringea de *Caranx hippos* se extiende desde la boca hasta la región posterior del aparato branquial. A esta cavidad le da forma y sostén el esqueleto visceral y su correspondiente musculatura.

Posteriormente al borde de la boca se forman los componentes de la válvula oral.

El paladar está tapizado por un gran número de placas pequeñas con dientes finos; su borde posterior marca el inicio de la porción faríngea.

El piso de la cavidad bucofaringea muestra en su porción anterior a la lengua, estructurada por el cartílago glosohial y el hueso basihial; a continuación, se observan las ramas inferiores de los arcos branquiales y sus correspondientes branquiespinas. Tanto el paladar como el piso de la cavidad bucofaringea tienen hacia atrás continuidad con el esófago.

Esqueleto visceral (Fig. 1). Se compone en ambos lados por las siguientes series de huesos: las mandíbulas superior e inferior, la serie palatina, la suspensión mandibular, el aparato hioideo, la serie opercular y el aparato branquial. Algunos de los elementos esqueléticos se interconectan mediante cartílagos y ligamentos.

La mandíbula superior, de cada lado, está formada por el premaxilar, el maxilar y el supramaxilar. Entre los premaxilares se encuentra el cartílago rostral, de aspecto “ovoide”. La mandíbula inferior está constituida por los huesos dentario, ánguloarticular y retroarticular; en la cara interna de este último se ubica el coronomeckeliano y el cartílago de Meckel (Fig. 2).

El premaxilar desarrolla dos procesos ascendentes, articular y maxilar. El maxilar es delgado y ligeramente curvo; en su porción anterior o cabeza desarrolla un proceso articular dorsal y otro ventral. Se articula con el palatino y el premaxilar.

Entre el maxilar y el etmoides se extiende el ligamento etmo-maxilar, mientras que entre los procesos anteriores dorsales de ambos maxilares se forma el ligamento intermaxilar. El supramaxilar es alargado, comienza aproximadamente al nivel de la parte media del maxilar (Fig. 2a).

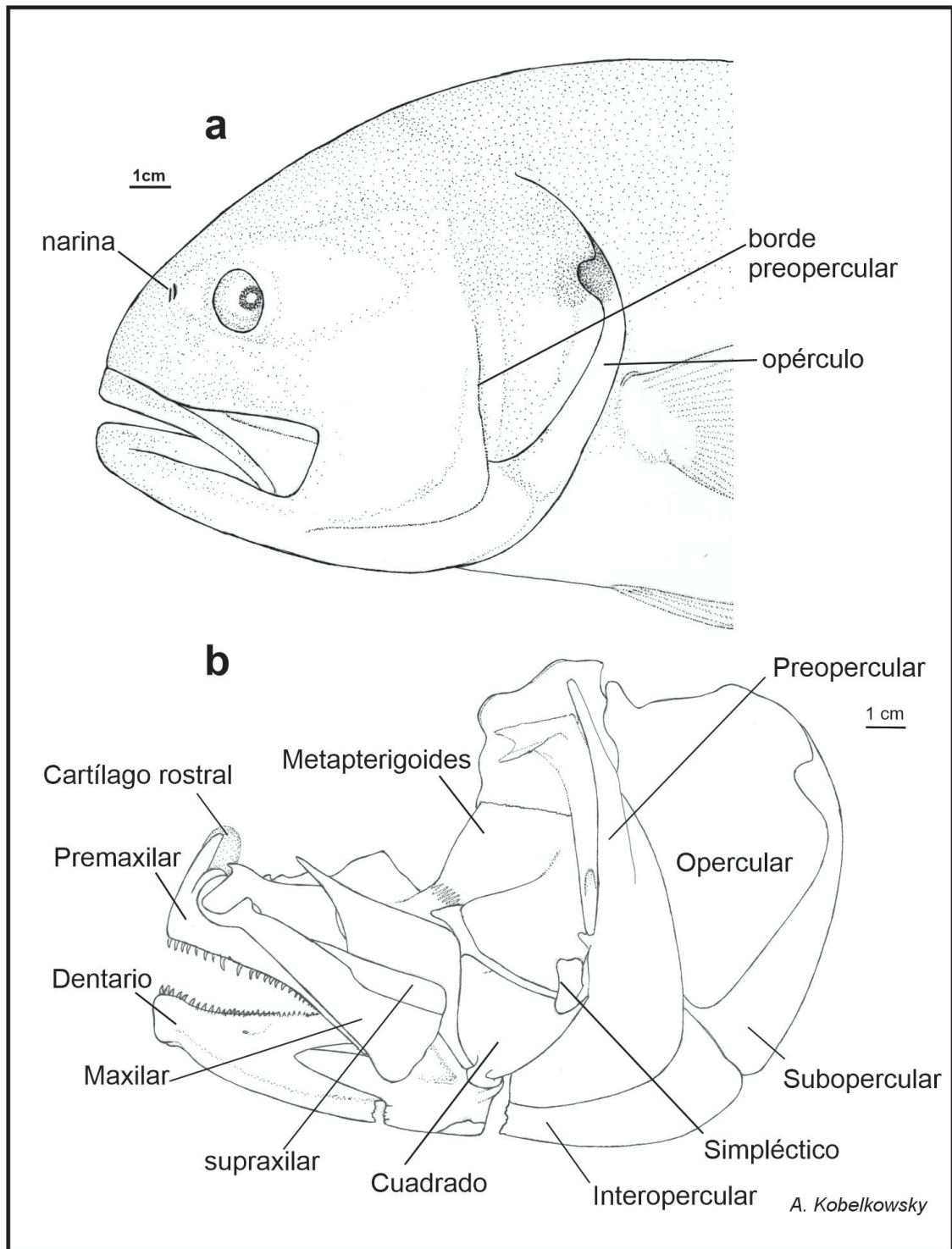


Figura 1. Región cefálica de *Caranx hipos*. a) Vista lateral izquierda de la región cefálica de *Caranx hipos*. b) Vista lateral del esqueleto visceral.

El dentario es robusto, presenta el proceso coronoides y en su superficie lateral lleva una rama de la línea lateral con varios orificios. En su borde bucal lleva dos filas de dientes cónicos y curvados hacia la cavidad oral. En su región posterior se encuentra la escotadura donde se intercala el hueso ánguloarticular.

El ánguloarticular es triangular, presenta el proceso coronoides y cerca de su extremo posterior desarrolla una fosea articular que recibe al cóndilo del cuadrado, posterior a la cual, se desarrolla un proceso corto que recibe desde el preopercular al ligamento preopérculo-ánguloarticular. En su superficie interna se observa el cartílago de Meckel y el coronomeckeliano de aspecto romboidal, bien desarrollado (Fig. 2b)

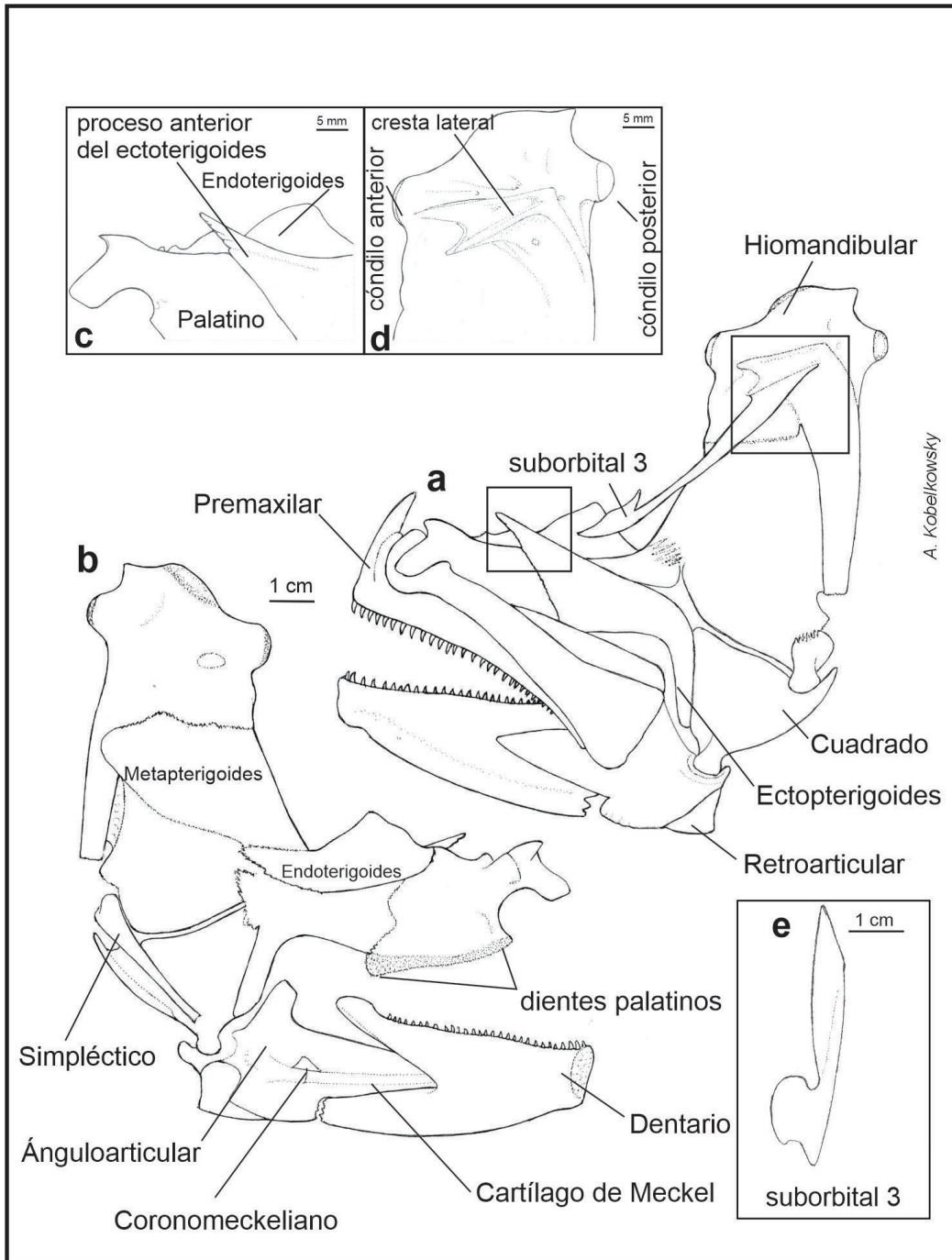


Figura 2. Esqueleto visceral de *Caranx hippos*. Vista lateral izquierda. a) Arco mandibular, serie palatina, suspensión mandibular. b) Detalle de la cara interna del Arco mandibular, serie palatina, suspensión mandibular c) Aspecto del proceso anterior del ectopterigoides. d) Cresta lateral del hiomandibular de *Caranx hippos*. e) vista dorsal del suborbital 3.

El retroarticular es un hueso pequeño, unido firmemente a la porción posteroventral del ánguloarticular. Este hueso recibe desde del interopercular al ligamento interoperculo-retroarticular.

La serie palatina está formada por el palatino, endopterigoides, metapterigoides y ectopterigoides. El palatino desarrolla un proceso anterior que se articula con el maxilar y tiene contacto con el ligamento etmo-palatino y el ligamento maxilo-palatino (Fig. 2c). El hueso más amplio es el metapterigoides, mientras que el endopterigoides es laminar y recibe parte del músculo *adductor arcus palatini*. El ectopterigoides es amplio, desarrolla un proceso del cual se extiende un ligamento hasta el prefrontal.

La suspensión mandibular está constituida por los huesos hiomandibular, metapterigoides, simpléctico y cuadrado.

El hiomandibular tiene tres cóndilos, el anterior se articula al hueso esfenótico, el medio al pterótico, y el tercero se articula con el opercular. En su superficie lateral externa se inserta el músculo *levator arcus palatini*, el cual está limitado posteriormente por un reborde vertical del mismo hiomandibular. Cabe destacar que el hiomandibular tiene contacto con la extensión del suborbital 3 mediante una cresta con dos puntas que se origina del mismo (Fig. 2d).

Asimismo, el hiomandibular constituye la suspensión del aparato hioideo, mediante el hueso interhial y un ligamento corto (interhial-hiomandibular). El metapterigoides es laminar y se opone externamente a la parte posterior del endopterigoides, manteniendo un espacio para una porción del músculo *adductor arcus palatini*. El simpléctico es laminar, es el hueso más pequeño de esta serie, se ubica en la escotadura posterior del cuadrado y se une a este mediante sutura. El cuadrado es el hueso más grande de la serie, su porción anterior es triangular y forma un cóndilo que se articula al hueso ánguloarticular y la posterior es rectangular la cual se adosa ampliamente al preopercular.

La serie opercular está formada por los huesos preopercular, opercular, interopercular y subopercular. La superficie interna de los huesos interoperculares y subopercular recibe al conjunto de radios branquiostegos. El preopercular es semitriangular relativamente de tamaño medio, con borde ligeramente aserrado; se acopla fuertemente con el hiomandibular y el cuadrado; lleva una rama del sistema sensorial de la línea lateral, la cual continúa hasta la mandíbula inferior. El opercular es laminar de forma trapezoidal, su borde anterior es grueso y el posterior delgado, donde se aprecia una escotadura. Se articula mediante una fosa al cóndilo posterior del hiomandibular (Fig. 2d). Desde dicha fosa se extiende horizontalmente un reborde que delimita el área de inserción de los músculos *dilatador operculi* y *levator operculi*. El interopercular es laminar de borde inferior curvo, parcialmente cubierto por el preopercular, de su extremo anterior parte un ligamento hacia el hueso ánguloarticular. El subopercular es laminar y alargado, desarrolla un proceso antero dorsal que bordea el ángulo inferior del opercular. Además, se observó la presencia de un ligamento que va del opérculo a la cresta pterótica.

El aparato hioideo está suspendido desde el extremo inferior de los hiomandibulares, está constituido por dos barras hioideas y dos huesos impares. Cada barra hioidea está integrada por el hipohial dorsal, hipohial ventral, ceratohial, ephial y 7 radios branquiostegos; los huesos impares son el basihial y el urohial (Fig. 3).

El basihial está precedido por el cartílago glosohial, formando ambos elementos a la lengua. Cada hipohial ventral recibe ventralmente a un músculo *hyohyoidei abductor*. Los ceratohiales son largos y se unen con los huesos vecinos por sutura; cada ceratohial sostiene los branquiostegos del 1 - 4 y a los ephiales 6 y 7, quedando el 5 entre estos dos huesos (Fig. 3a y 3b).

Los ephiales están ligeramente curvados y se articulan con los interhiales, estos son relativamente pequeños y cilíndricos, se unen al extremo inferior de los hiomandibulares.

El urohial forma en su porción anterior un proceso ascendente que recibe al músculo *rectus communis*. La sección transversal de su porción anterior tiene forma de "Y" invertida y recibe al músculo *sternohyoideus* que también tiene contacto con el cleitrum (Fig. 3c y 3d).

Los radios branquiostegos, aumentan gradualmente su amplitud de adelante hacia atrás, mientras que los tres primeros son delgados y se fijan en unas concavidades que están sobre la cara interna del ceratohial, los restantes son planos y amplios, se unen a la cara externa del ceratohial y del ephial de la siguiente manera: el 4 está sobre el ceratohial, el 5 sobre la unión del ceratohial y el ephial y el 6 y 7 en el ephial.

El aparato branquial está suspendido desde la región ótica del neurocráneo por los faringobranquiales 1 y está constituido por cinco arcos branquiales, formados a su vez por los huesos impares basibranquiales 1-4, y los huesos pares hipobranquiales 1-3, ceratobranquiales 1-5, epibranquiales 1-4 y faringobranquiales 1-4.

Los basibranquiales son elementos esbeltos, de los cuales el más largo es el 3 y el más corto es el 1. El basibranquial 4 se curva hacia abajo y sirve como punto de inserción de los músculos *obliqui ventrales* III. Posterior al basibranquial 4 se localiza el cartílago basibranquial.

Los hipobranquiales son cortos y muestran su superficie ventral cóncava, de la cual se originan los músculos *obliqui ventrales* I, II y III.

Los ceratobranquiales son los elementos más largos del aparato branquial, los ceratobranquiales 1- 4 son acanalados ventralmente para dar paso a las arterias branquiales aferentes; los ceratobranquiales 4 muestran una concavidad ventral para la inserción del músculo *transversus ventralis* IV. Los ceratobranquiales 5 están modificados en los huesos "faringeos inferiores", cada uno con un proceso anterior y otro posterior relativamente largos. En su superficie dorsal llevan dientes, y en la ventral tienen una concavidad donde se inserta el músculo *transversus ventralis* V.

Cada epibranquial forma un proceso dorsal que recibe a un músculo *levator externi*; sus extremos superiores son de cartílago. Los cartílagos correspondientes a los epibranquiales 2 - 4 se unen a la superficie dorsal de los huesos faringobranquiales, mientras que del proceso dorsal del epibranquial 1 se une al faringobranquial 2 mediante el cartílago interarcual.

Los faringobranquiales superiores son de forma irregular y en total son 4; de ellos, solo del 2 al 4 llevan dientes que varían en tamaño. El 1 es corto, cilíndrico y constituye la suspensión del aparato branquial, desde la región ótica del neurocráneo. El 2 es rectangular, el 3 es de tendencia triangular, lleva los dientes más robustos y por último el 4 es ovalado. Los faringeos inferiores son triangulares y llevan dientes que varían en longitud y diámetro.

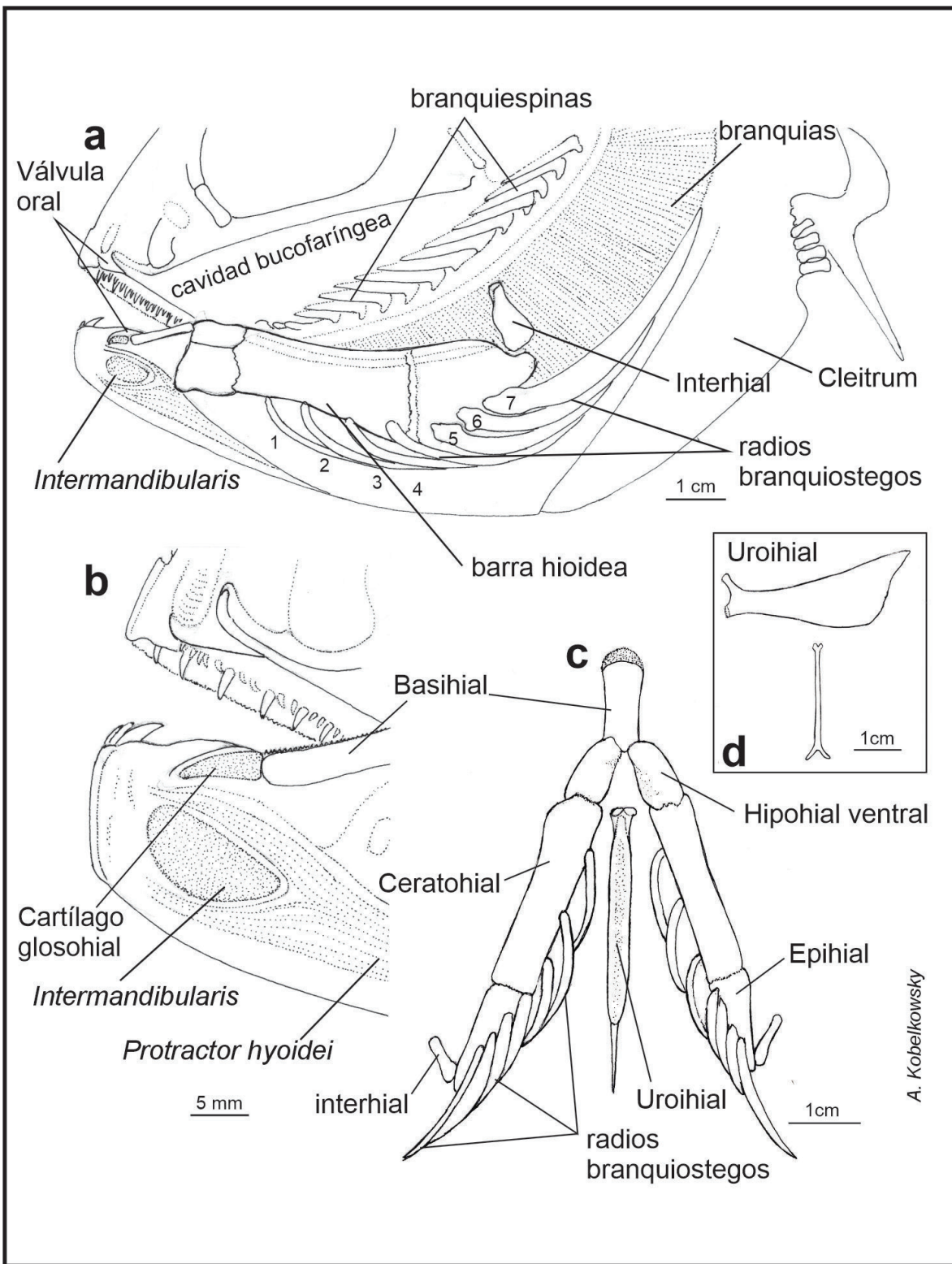


Figura 3. Cavidad bucofaringea de *Caranx hippos*. a) Vista de los componentes de la cavidad bucofaringea *in situ*. b) Detalle de la boca. c) Vista ventral del aparato hioideo. d) Vista lateral y posterior del uroihiial.

Musculatura visceral (Fig. 4). El músculo *adductor mandibulae*, está formado por las secciones A1, A2, A3 y Aw. La sección A1 se origina cerca del borde del preopercular; cerca de su extremo anterior tiene contacto con el hueso lacrimal y mediante un tendón se inserta al maxilar y la superficie externa del articular. La sección A2 se ubica en la región lateral de la mejilla; se inserta mediante un tendón al proceso coronoides del dentario (Fig. 4a). Entre las fibras musculares de esta sección pasa otro tendón que también se inserta en el dentario. La

sección A3 se ubica por debajo de la sección A2 y sobre el cuadrado. La sección Aw se ubica en la cara interna del dentario.

Los músculos que permiten el movimiento del paladar y la suspensión mandibular se originan en el neurocráneo y son el *adductor arcus palatini* que se inserta en el endoterigoides y metapterigoides, el *levator arcus palatini* que está dividido en dos secciones debido a la cresta que se desarrolla en hiomandibular (Fig. 4b) y el *adductor hyomandibular* que se inserta en la superficie interna del mismo hueso.

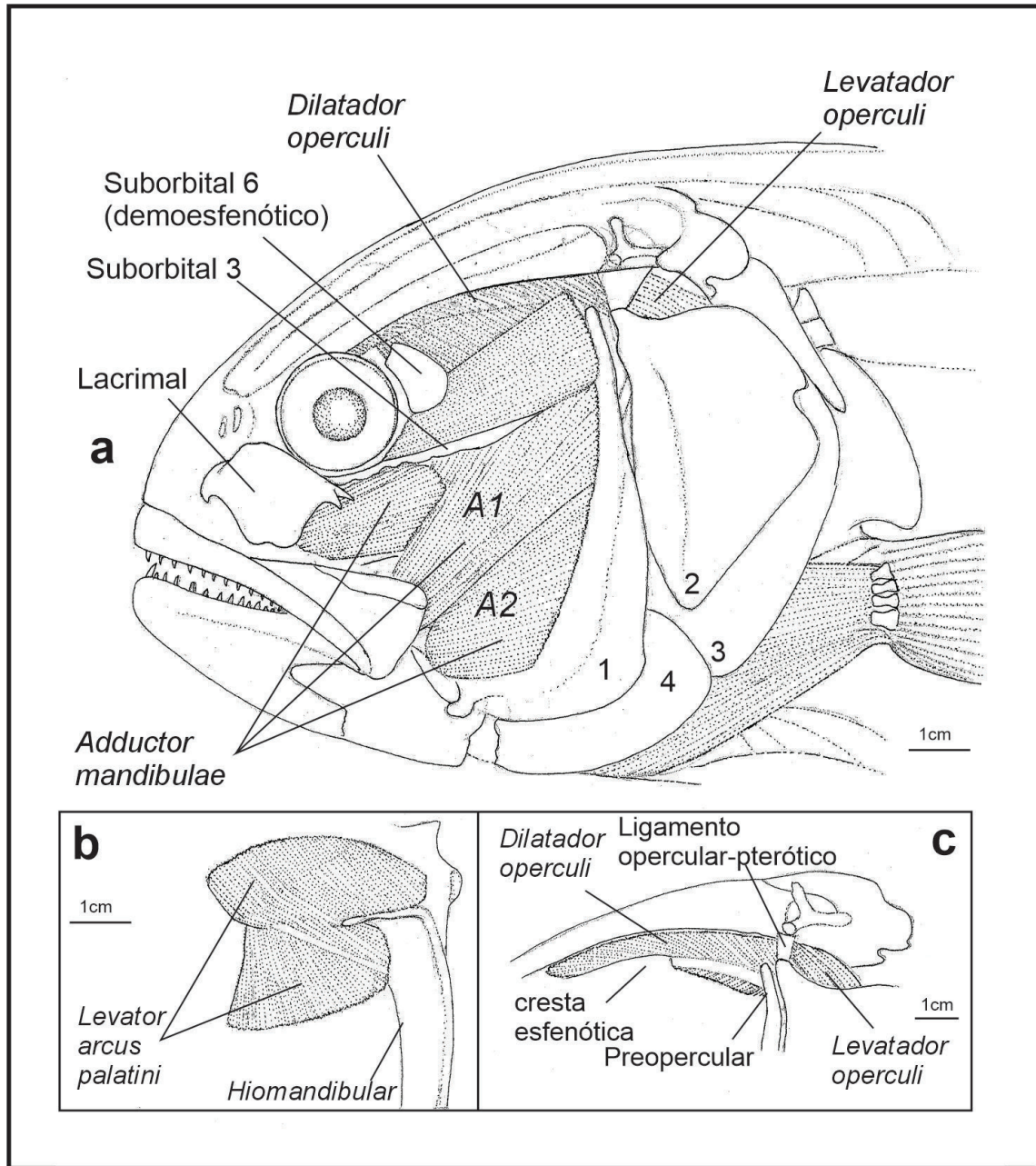


Figura 4. Musculatura visceral de *Caranx hippos*. Vista lateral izquierda. a) Relaciones topográficas del *adductor mandibulae*. b) Músculo *Levator arcus palatini*. c) Músculo *Dilatador operculi* y el Ligamento opercular-pterótico.

La musculatura hioidea está constituida por los músculos *protactor hyoidei* y *sternohyoidei*. El *protactor hyoidei* se origina de la superficie externa del aparato hioideo y se inserta mediante un ligamento a la parte interna de la sínfisis mandibular. El *sternohyoideus* se origina en el cleitrum y se inserta en ambas caras del urohial. Cabe mencionar que el músculo *dilatador operculi* se extiende hasta la cresta esfenótica (Fig. 4c).

Los músculos de los arcos branquiales se pueden dividir en dos grupos, dorsales y ventrales. Los dorsales se componen de cuatro *levatores externi*, que se originan en el pterótico y aumentan su longitud del primero al último. El *levator posterior* se origina de la cápsula ótica y se inserta en el epibranchial 4. El músculo *retractor dorsalis* está formado por varios paquetes que se originan de las partes laterales y ventrales de las vértebras 2 - 4 y se insertan en los faringobranquiales.

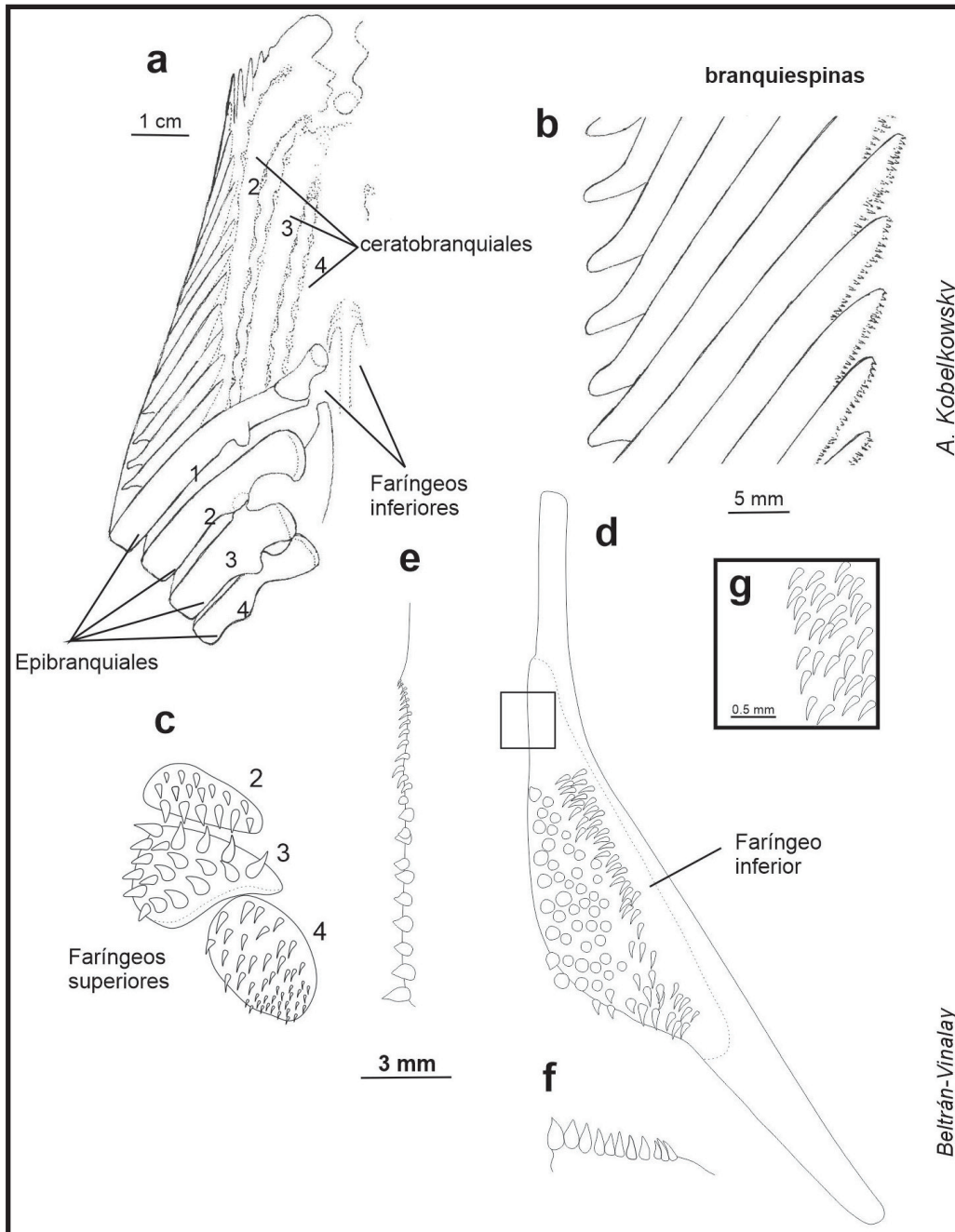


Figura 5. Aparato branquial de *Caranx hippos*. a) Vista dorsal. b) Aspecto dorsal de las branquiespinas del borde externo del primer arco branquial. c) Vista dorsal de huesos faríngeos superiores. d) Vista dorsal del hueso faríngeo inferior. e) Detalle del borde lateral del hueso faríngeo inferior. f) Detalle de borde posterior del hueso faríngeo inferior. g) Detalle de los dientes de la región anterior de hueso faríngeo inferior.

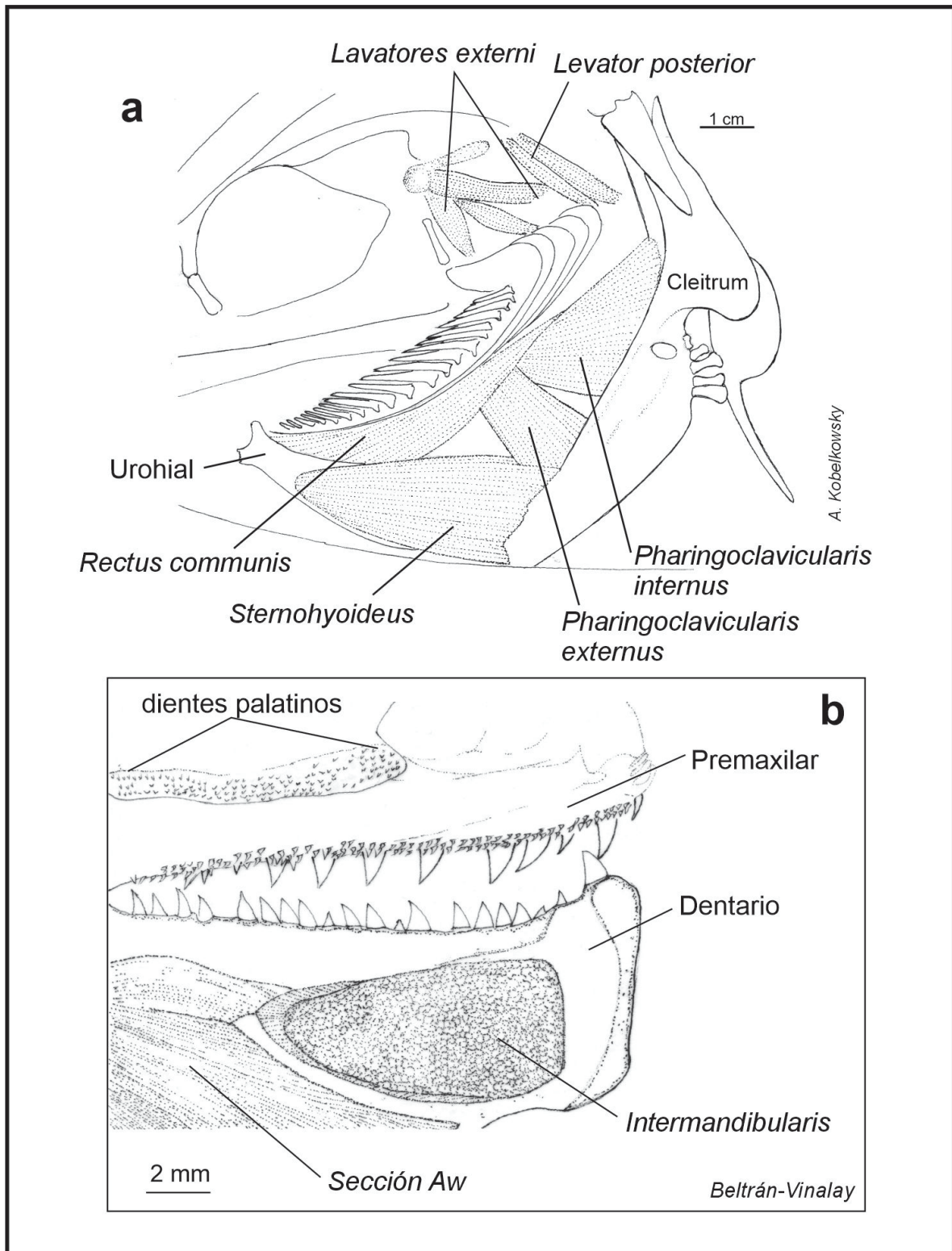


Figura 6. Arcos branquiales y boca de *Caranx hippos*. Vista lateral izquierda. a) Vista lateral izquierda del aparato branquial, mostrando los principales músculos que lo relacionan con otros elementos esqueléticos. b) Detalle de los dientes palatinos.

Los músculos ventrales se componen de *pharyngoclavicularis externus* e *internus*, *transversi* ventrales anterior y posterior, y el *rectus comunis*. El músculo *pharyngoclavicularis internus*, se origina de la porción media de la superficie anterior del cleitrum y se insertan en el hueso faríngeo inferior. El músculo *pharyngoclavicularis externus* se

origina cerca del borde de la porción inferior del cleitrum y se inserta en el faríngeo inferior. El músculo *transversus ventralis* IV pasa del ceratobranquial 4 de un lado al otro. El *transversi ventralis* V pasa del ceratobranquial 5 de un lado al otro. El músculo *rectus communis* se origina en el ceratobranquial 5 y se inserta en el borde superior del urohial.

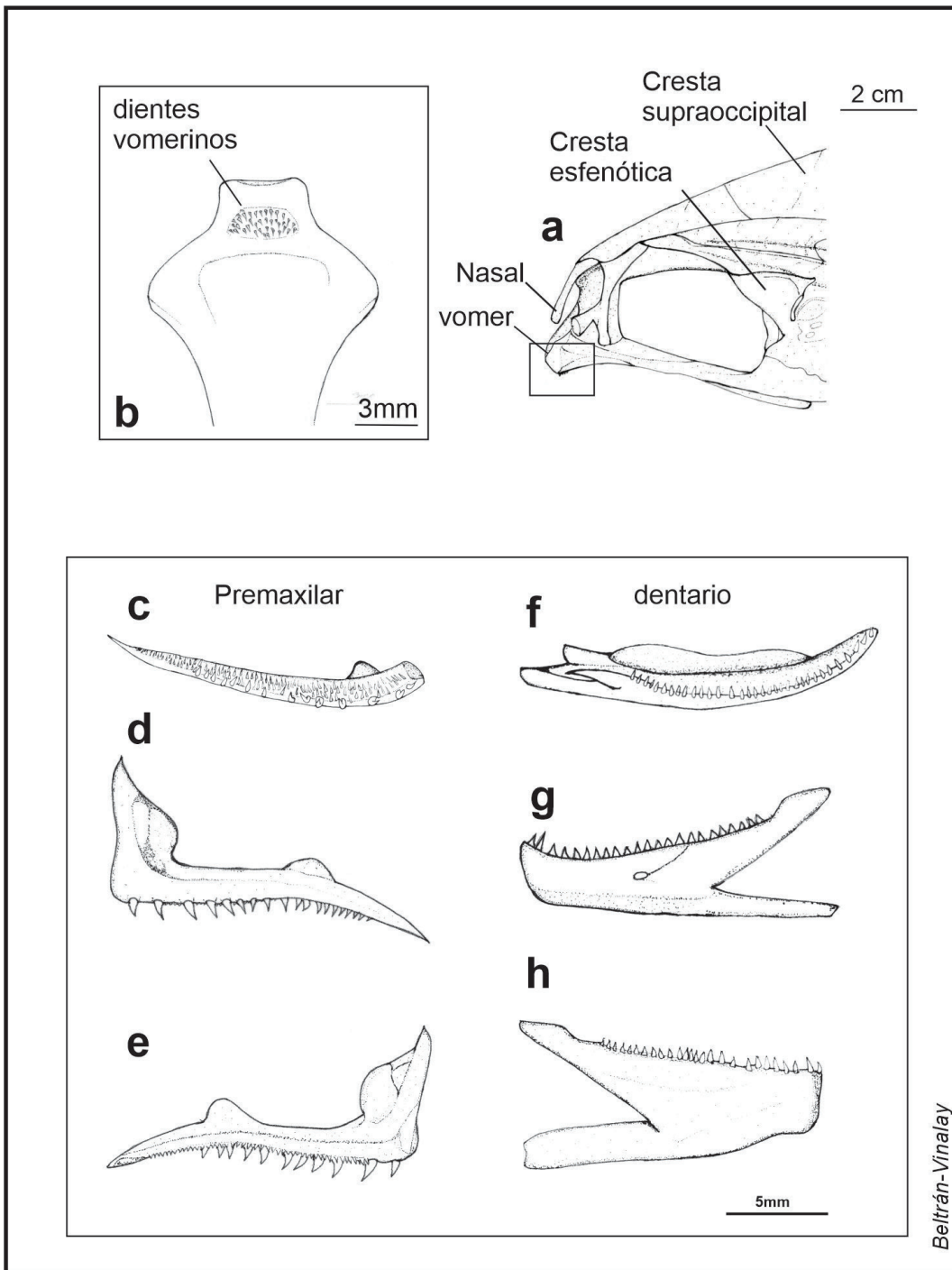


Figura 7. Dentición de *Caranx hippos*. a) Localización de los dientes vomerinos. b) detalle de los dientes vomerinos. c) vista dorsal del premaxilar. d) vista lateral del premaxilar. e) Vista de la cara interna del premaxilar. f) Vista dorsal del dentario. g) Vista lateral del dentario. h) Vista de la cara interna del dentario.

Dentición. (Figs. 5, 6 y 7). En *C. hippos* la dentición está presente en el premaxilar, dentario, aparato branquial, lengua, vómer, palatino, aparato hioideo. Además, existen dientes muy finos en la superficie de la cavidad oral.

Los dientes del premaxilar están arreglados en una hilera de elementos grandes y cuatro hileras de pequeños, que van disminuyendo gradualmente de tamaño a medida que se acercan a la porción posterior.

El dentario lleva una hilera de dientes medianos y cerca de la sínfisis se inserta una segunda con solo dos grandes.

El aparato branquial lleva dientes en las branquiespinas y en los huesos faríngeos. En las branquiespinas del primer arco los dientes son pequeños y se ubican en su borde interno. Los dientes de las branquiespinas restantes son un poco más grandes que los anteriores. También, están presentes numerosas placas pequeñas con dientes muy finos; dichas placas son de forma irregular y cubren el epitelio de los basibranchiales 1,2 y3.

Todos los dientes de los faringobranquiales superiores e inferiores son cónicos y curvos en dirección al esófago, su tamaño y grosor es variable.

Los dientes del faringobranquial 2 son en general robustos y van aumentando de tamaño de la porción anterior a la posterior. En el faringobranquial 3 los dientes también son robustos, pero su tamaño disminuye del borde exterior al borde interior. Los del faringobranquial 4 son delgados, agudos y disminuyen de tamaño de la región anterior a la región posterior.

Los dientes del borde exterior de cada hueso faríngeo inferior (ceratobranquial 5) son notablemente pequeños, pero aumentan de tamaño a medida que se acercan al borde interior, en donde los dientes son robustos y ligeramente romos.

También están presentes dientes pequeños en la lengua, el vómer, el palatino y unos muy finos sobre placas pequeñas distribuidas sobre el epitelio de la cavidad oral. Además, se observaron placas ovaladas con dientes en la cara interna del aparato hioideo y en el envés de los opérculos.

Aspectos comparativos de la morfología de la cavidad bucofaringea de *C. hippos* con otras especies de Carángidos. (Tabla 1).

Se reconoce un patrón morfológico de los elementos que conforman la cavidad bucofaringea en los carángidos, que concuerda con lo descrito anteriormente para otros teleosteos superiores, sin embargo, se reconocen algunas variaciones anatómicas.

Comparando el esqueleto visceral se encontró que en *S. vomer* el endopterigoides está ausente. En *C. hippos*, *C. chrysurus*, *D. punctatus* y *S. vomer* el ectopterigoides desarrolla un largo proceso del cual se extiende el ligamento ectopterigoides-prefrontal; dichas estructuras no se presentan en *T. carolinus*. Solo en *C. hippos* el hiomandibular desarrolla la cresta lateral y la extensión posterior del suborbital 3. Por otra parte, en *S. vomer* el hiomandibular es notablemente estrecho; en las demás especies no se observa ninguna de estas dos variaciones. En *T. carolinus* se destaca que el premaxilar y el dentario son cortos, frágiles y sin dientes. En contraste, el premaxilar y dentario de *C. hippos* es robusto y presenta dentición bien desarrollada.

Las variaciones más notables de la musculatura visceral son las siguientes: en *C. hippos* el *adductor mandibulae* está bien desarrollado, contrario a lo observado en *S. vomer*. Los músculos *levatores externi*, *levatores interni* y *levator posterioris*, así como los *retractores dorsales*, se encuentran notablemente desarrollados en *T. carolinus*. En *C. hippos*, el músculo *levator arcus palatini* está dividido en dos secciones debido al desarrollo de la cresta del hiomandibular, que solo se presenta en esta especie.

La dentición está presente en el premaxilar, dentario, vómer, el palatino, la lengua y el aparato branquial en todas las especies, excepto en *C. chrysurus* que además lleva dientes en el ectoterigoides y endoterigoides, mientras que en *T. carolinus* solo está presente en las branquiespinas y en los huesos faringobranquiales, formando placas gruesas.

DISCUSIÓN

La organización de la dentición, esqueleto y musculatura visceral de *Caranx hippos* corresponde al patrón descrito en otros perciformes carnívoros por Gregory (1959), Kobelkowsky (2007) y Kobelkowsky & Pantoja-Escobar (2007, 2009), y que es congruente con la estrategia trófica de los teleosteos superiores, que de acuerdo con Vandewalle *et al.* (2000) y Gerking (1994), implica que la presa es succionada por una corriente de agua generada por el abrupto descenso del piso de la cavidad bucofaringea, posteriormente la presa recorre dicha cavidad, donde es procesada por la dentición del aparato branquial, principalmente por los faringobranquiales superiores e inferiores. Lo anterior sugiere que el aparato branquial está relacionado directamente con el tipo de presa y en particular los dientes faríngeos. Esto corresponde a lo observado en *C. hippos* y en las especies analizadas con fines comparativos. El jurel *C. hippos* presenta las características típicas de un pez que se alimenta de otros teleosteos: dentición mandibular y faríngea bien desarrollada, así como también el músculo *adductor mandibulae*, bajo número de branquiespinas. Estas características también están descritas por Kobelkowsky & Pantoja-Escobar (2009) y por Winterbottom (1974), para *Lutjanus griseus*, un pez carnívoro depredador. Algunos autores como Fagade & Olaniyan (1973) y Saloman & Naughton (1984), analizaron la dieta de *C. hippos* y concluyen que se alimenta principalmente de peces y peneidos, lo cual de acuerdo con su anatomía es la dieta esperada.

En contraste, *Trachinotus carolinus* no presenta dentición mandibular y la faríngea está fusionada en gruesas placas, los músculos *levatores externi*, *interni*, *posterior*, *rectocomunis* y *pharyngooclaviculares internus* y *externus* están notablemente desarrollados, lo cual capacita a esta especie para el consumo de presas duras; Armitage & Alevizon (1980) y Denadai *et al.* (2013) determinaron que la dieta de *T. carolinus* se basa en el consumo de bivalvos como *Dorax variabilis*, *Tellina spp.* *Tivela mactroides*.

La dentición mandibular de las demás especies no está muy desarrollada, la faríngea consta principalmente de dientes pequeños, redondeados, delgados y relativamente robustos, lo cual corresponde a peces que se alimentan de zooplankton y otras presas pequeñas, que concuerda con lo reportado para *C. chrysurus* por Chaves & Umbria (2003) y Cunha *et al.* (2000); para *D. punctatus*, fue reportado por Stanton (1987) y Donaldson & Clavijo (1994); y para *S. vomer*, por Buchheister & Latour (2015). De acuerdo con la Tabla 1 podemos enlistar algunas características de los peces que se alimentan principalmente de zooplankton, dentición mandibular poco desarrollada, alto número de branquiespinas y dientes faríngeos pequeños.

Tabla 1. Comparación de los elementos de la cavidad bucofaringea de *Caranx hippos*, *Chlorocombrus chrysurus*, *Decapterus punctatus*, *Selene vomer* y *Trachinotus carolinus*.

	<i>Caranx hippos</i> (Linnaeus, 1766)	<i>Chlorocombrus chrysurus</i> (Linnaeus, 1766)	<i>Decapterus punctatus</i> (Cuvier, 1829)	<i>Selene vomer</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Trachinotus carolinus</i> (Linnaeus, 1766)
Branquiespinas del primer arco	18	35	47	30	10
Esqueleto visceral	completo	completo	completo	sin endopterigoides	completo
Proceso del ectoterigoides	*	*	*	*	x
Cresta del hiomandibular	*	x	X	x	x
Cresta esfenótica	*	*	*	*	*
D. Premaxilar	Grandes y pequeños	pequeños	pequeños	muy pequeños	x
D. Dentario	Grandes y medianos	pequeños	pequeños	muy pequeños	x
D. Vomer	pequeños	pequeños	pequeños	pequeños	x
D. Palatino	pequeños	pequeños	pequeños	muy pequeños y romos	x
D. Lengua	pequeños	pequeños	delgados y medianos	muy pequeños y romos	x
D. Ectoterigoides	x	pequeños	X	x	x
D. Endoterigoides	x	pequeños	X	x	x
D. Faringobranquiales 2	robustos	robustos	medianos	robustos	fusionados
D. Faringobranquiales 3	robustos	redondeados	redondeados	robustos	fusionados
D. Faringobranquiales 4	delgados y agudos	delgados	delgados	robustos	fusionados
D. Faringeobranquiales inferiores	varían en diámetro	varían en diámetro	varían en diámetro	varían en diámetro	fusionados
Placas dentadas sobre el aparato braquial	*	*	*	muy abundantes	x
Placas dentadas sobre el epitelio oral	*	x	X	x	x
M. <i>Adductor mandibulae</i>	bien desarrollado	normal	normal	poco desarrollado	desarrollado
M. <i>Adductor arcuspalatini</i>	normal	poco desarrollado	normal	poco desarrollado	muy desarrollado
M. <i>Levatores externi e interni</i>	normal	poco desarrollado	normal	normal	muy desarrollados
M. <i>Retractor dorsalis</i>	normal	normal	normal	normal	muy desarrollado
M. <i>Dilatator operculi</i> extendido hasta la Cef	*	*	*	*	*
Branquiespinas del primer arco	18	35	47	30	10
Esqueleto visceral	completo	completo	completo	sin endopterigoides	completo
Proceso del ectoterigoides	*	*	*	*	x
Cresta del hiomandibular	*	x	X	x	x
Cresta esfenótica	*	*	*	*	*
D. Premaxilar	Grandes y pequeños	pequeños	pequeños	muy pequeños	x
D. Dentario	Grandes y medianos	pequeños	pequeños	muy pequeños	x

	<i>Caranx hippos</i> (Linnaeus, 1766)	<i>Chloroscombrus chrysurus</i> (Linnaeus, 1766)	<i>Decapterus punctatus</i> (Cuvier, 1829)	<i>Selene vomer</i> (Linnaeus, 1758)	<i>Trachinotus carolinus</i> (Linnaeus, 1766)
D. Vomer	pequeños	pequeños	pequeños	pequeños	x
D. Palatino	pequeños	pequeños	pequeños	muy pequeños y romos	x
D. Lengua	pequeños	pequeños	delgados y medianos	muy pequeños y romos	x
D. Ectoterigoides	x	pequeños	X	x	x
D. Endoterigoides	x	pequeños	X	x	x
D. Faringobranquiales 2	robustos	robustos	medianos	robustos	fusionados
D. Faringobranquiales 3	robustos	redondeados	redondeados	robustos	fusionados
D. Faringobranquiales 4	delgados y agudos	delgados	delgados	robustos	fusionados
D. Faringeobranquiales inferiores	varían en diámetro	varían en diámetro	varían en diámetro	varían en diámetro	fusionados
Placas dentadas sobre el aparato braquial	*	*	*	muy abundantes	x
Placas dentadas sobre el epitelio oral	*	x	X	x	x
M. <i>Adductor mandibulae</i>	bien desarrollado	normal	normal	poco desarrollado	desarrollado
M. <i>Adductor arcuspalatini</i>	normal	poco desarrollado	normal	poco desarrollado	muy desarrollado
M. <i>Levatores externi e interni</i>	normal	poco desarrollado	normal	normal	muy desarrollados
M. <i>Retractor dorsalis</i>	normal	normal	normal	normal	muy desarrollado
M. <i>Dilatator operculi</i>	*	*	*	*	*
extendido hasta la Cef					

Los * = presencia, x= ausencia, D = dentición, M = músculo y Cef = cresta esfenótica

De las especies antes mencionadas, sobresale *Selene vomer*, en el cual el músculo *adductor mandibulae* está poco desarrollado en comparación con *C. hippos*, *C. chrysurus* y *D. punctatus*, pero muy similar al del lenguado *Syacium papillosum* descrito por Kobelkowsky & Rojas-Ruiz (2017), el cual también es un pez muy comprimido.

De las variaciones morfológicas encontradas destacan el proceso del ectoterigoides y el ligamento ectoterigoides-prefrontal, el desarrollo de la cresta del hiomandibular que solo se presenta en *C. hippos*, y el desarrollo de la cresta esfenótica. A pesar que Kong & Iratchet (1998) describen el neurocráneo de varias especies de carángidos, no mencionan la cresta, solo hacen referencia al hueso esfenótico; y por último, la notable extensión del músculo *dilatador operculi*. Estas dos últimas podrían ser características de la familia Carangidae, anteriormente no descritas.

De acuerdo con lo anterior, se concluye que *C. hippos* es una especie morfológicamente bien adaptada a una dieta de tipo carnívora principalmente piscívora, pues presenta las características típicas de un pez depredador, tales como capacidad de expansión de la cavidad bucofaringea, dentición mandibular bien desarrollada, bajo número de branquiespinas, dientes faríngeos cónicos y curvos (lo que impide que la presa escape), así como un músculo *adductor mandibulae* bien de-

sarrollado. Además, una gran cantidad de placas pequeñas con dientes finos en el epitelio de la cavidad oral, lo que sugiere un posible aumento en la eficiencia del descamado de la presa.

AGRADECIMIENTOS

Este estudio fue financiado por la Universidad Autónoma Metropolitana, Unidad Iztapalapa. Omar Beltrán-Vinalay contó con el apoyo del Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACyT) a través de la beca: CVU 637144. La versión del Abstract fue elaborada por Tania Kobelkowsky-Vidrio.

REFERENCIAS

- ARMITAGE, T. M. & W. S. ALEVIZON. 1980. The diet of the Florida pompano (*Trachinotus carolinus*) along the east coast of central Florida. *Florida Scientist* 43 (1): 19-26. DOI: <https://doi.org/10.1111/jwas.12809>
- ARREGUÍN-SÁNCHEZ F. & E. ARCOS-HUITRON. 2011. La pesca en México: estado de la explotación y uso de los ecosistemas. *Hidrobiológica* 21 (3): 431-462. Recuperado a partir de <https://hidrobiologica.izt.uam.mx/index.php/revHidro/article/view/773>

- BUCHHEISTER, A. & R. J. LATOUR. 2015. Diets and trophic-guild structure of a diverse fish assemblage in Chesapeake Bay, USA. *Journal of Fish Biology* 86 (3): 967-992. DOI: 10.1111/jfb.12621
- CASTRO-AGUIRRE, J. L., H. ESPINOSA & J. J. SCHMITTER-SOTO. 1999. *Ictiofauna estuarina, lagunar y vicaria de México*. Limusa, México, D. F. 704 p.
- CHAVES, P. T. & S. C. UMBRIA. 2003. Changes in the diet composition of transitory fishes in coastal systems, estuary, and continental shelf. *Brazilian Archives of Biology and Technology* 46: 41-46. DOI: 10.1590/S1516-89132003000100007
- CUNHA, F. E. A., J. E. P., FREITAS, C.V. FEITOSA & C. MONTEIRO-NETO. 2000. Biología e biometria da palombeta *Chloroscombrus chrysurus* (Linnaeus, 1766) (Teleostei: Carangidae) em Fortaleza, Ceará, Brasil. *Arquivos de Ciências do Mar* 33 (1-2): 143-148. Recuperado a partir de https://repositorio.ufc.br/bitstream/riufc/54495/1/2000_art_feacunha.pdf
- DENADAI, M. R., F. B. SANTOS, E. BESSA, W. S. FERNANDEZ, F. SCALOPPE & A. TURRA. 2013. Population biology and diet of the pompano *Trachinotus carolinus* (Perciformes: Carangidae) in Caraguatatuba Bay, Southeastern Brazil. *Journal of Marine Biology & Oceanography* 2:2. DOI: 10.4172/2324-8661.1000108
- Donaldson, P. L. & I. E. Clavijo. 1994. Diet of round scad (*Decapterus punctatus*) on a natural and an artificial reef in Onslow Bay, North Carolina. *Bulletin of Marine Science* 55 (2-3): 501-509. Recuperado a partir de <https://www.ingentaconnect.com/content/umrsmas/bullmar/1994/00000055/f0020002/art00021#>
- ESTUPIÑÁN-MONTAÑO, C., L. G. CEDENO-FIGUEROA & F. GALVÁN-MAGAÑA. 2009. Hábitos alimentarios del tiburón martillo *Sphyrna lewini* (Griffith & Smith, 1834) (Chondrichthyes) en el Pacífico ecuatorial. *Revista de Biología Marina y Oceanografía* 44(2): 379-386. DOI: 10.4067/S0718-19572009000200011
- FAGADE, S. O. & C. I. O. OLANIYAN. 1973. The food and feeding interrelationship of the fishes in the Lagos lagoon. *Journal of Fish Biology* 5 (2): 205-225. DOI: 10.1111/j.1095-8649.1973.tb04449.x
- GERKING, S. D. 1994. *Feeding Ecology of fish*. Academic Press, San Diego. 416p.
- Gregory W. K. 1959. *Fish skull*. A study of evolution of natural mechanisms. 481 p.
- HOFFMAYER, E. R. & G. R. PARSONS. 2003. Food habits of three shark species from the Mississippi sound in the northern Gulf of Mexico. *Southeastern Naturalist* 2(2): 271-280. DOI: 10.1656/15287092(2003)002[0271:FHOTSS]2.0.CO;2
- JÚNIOR, T. V., C. M. VOOREN & R. P. LESSA. 2004. Feeding habits of four species of Istiophoridae (Pisces: Perciformes) from northeastern Brazil. *Environmental Biology of Fishes* 70: 293-304. DOI: 10.1023/B:EBFI.0000033345.53182.b9
- KOBELKOWSKY D. A. 2007. El sistema digestivo de *Elops saurus* (Teleostei: Elopidae). *Vertebrata Mexicana* 20: 1-7.
- KOBELKOWSKY D. A. & O. BELTRÁN-VINALAY. 2020. Morfología de la cavidad visceral del pez jorobado *Selene vomer* (Teleostei: Carangidae). *Revista de biología marina y oceanografía* 55 (2): 150-159. DOI: 10.22370/rbmo.2020.55.2.2500
- KOBELKOWSKY D. A. & L. G. FIGUEROA. 2018. Anatomía del sistema digestivo del pescado blanco *Chirostoma humboldtianum* (Teleostei: Atherinopsidae). *Hidrobiológica* 28 (1): 37-50. DOI: 10.24275/uam/izt/dcbshidro/2018v28n1/Kobelkowsky
- KOBELKOWSKY D. A. & O. PANTOJA-ESCOBAR, 2009. Morfología del sistema digestivo del pargo gris *Lutjanus griseus* (Teleostei: Lutjanidae). *Vertebrata Mexicana* 22: 1-11.
- KOBELKOWSKY D. A. & O. PANTOJA-ESCOBAR. 2007. Morfología del sistema digestivo de la berrugata *Menticirrhus saxatilis* (Teleostei: Sciaenidae). *Hidrobiológica* 17 (2): 159-168. Recuperado a partir de <https://hidrobiologica.izt.uam.mx/index.php/revHidro/article/view/987>
- KOBELKOWSKY D. A. & M. I. ROJAS-RUIZ. 2017. Anatomía comparada del sistema digestivo de los lenguados *Syacium papillosum* y *Syacium gunteri* (Pleuronectiformes: Paralichthyidae). *Revista de biología marina y oceanografía* 52 (2): 255-273. DOI: 10.4067/S0718-19572017000200006
- KONG I. & P. IRATCHET. 1998. Análisis osteológico comparado del neurocráneo de *Trachurus murphyi* (Nichols, 1920), *Caranx caballus* (Günther, 1868), *Seriola lalandi* (Valenciennes, 1833), *Trachinotus paitensis* (Cuvier, 1832), *Selene peruviana* (Guichenot, 1866) y *Selene brevoortii* (Gill, 1863), (Pisces: Carangidae). *Revista de Biología Marina y Oceanografía* 33 (1): 3-23. Recuperado de <https://rbmo.uv.cl/escaneados/331-3.pdf>
- NELSON J. S., T. C. GRANDE & M. V. H. WILSON. 2016. *Fishes of the world*, John Wiley & Sons, Hoboken. 711 p.
- SAGARPA. 2019. Anuario Estadístico de Acuicultura y Pesca 2019 de la Comisión Nacional de Acuicultura y Pesca Gobierno de México. 291p. También disponible en la página <https://www.gob.mx/cona-pesca/documentos/anuario-estadistico-de-acuicultura-y-pesca> (Consultado el 13 de septiembre 2020)
- SALOMAN C. H. & NAUGHTON, S. P. 1984. Food of crevalle jack (*Caranx hippos*) of Florida, Louisiana y Texas. 37p. Also available at: <https://repository.library.noaa.gov/view/noaa/5561> (downloads September 13, 2022)
- STANTON I. 1987. Distribution, abundance, reproduction, food habits, age, and growth of round scad, *Decapterus punctatus*, in the south Atlantic bight. *Fishery bulletin* 85 (2): 251-268. Also available at: <https://spo.nmfs.noaa.gov/sites/default/files/pdf-content/1987/852/hales.pdf> (downloads September 10, 2022)
- VANDEWALLE, P., E. PARMENTIER & M. CHARDON. 2000. The branchial basket in teleost feeding. *Cybiurn* 24 (4): 319-342. Also available at: <https://sfi-cybiurn.fr/sites/default/files/pdfs-cybiurn/03.vandewalle.pdf> (downloads September 10, 2022)
- VÁZQUEZ-OZUNA, M. I., G., CERDENARES-LADRÓN DE GUEVARA, A. A. ROJAS-HERRERA, J. VIOLANTE-GONZÁLEZ, S. GARCÍA-IBAÑEZ & V. M. ROSAS-GUERRERO. 2020. Hábitos alimenticios de *Caranx vinctus* (Perciformes: Carangidae), especie de importancia comercial en la bahía de Acapulco, Guerrero, México. *Revista de Biología Tropical* 68(3): 752-764. DOI: 10.15517/RBT.V68I3.40561
- WINTERBOTTOM R. A. 1974. A descriptive synonymy of the striated muscles of the Teleostei. *Proceedings of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia* 125 (12): 225-317. DOI: 10.2307/4064691

Updated list and new records of sea slugs (Gastropoda: Heterobranchia) in the Lobos-Tuxpan Reef System, Mexico

Lista actualizada y nuevos registros de babosas marinas (Gastropoda: Heterobranchia) en el Sistema Arrecifal Lobos-Tuxpan, México

Vicencio de la Cruz-Francisco¹, Rosa Idalia Hernández-Herrera², Deneb Ortigosa³ y Rodrigo Cuervo-González^{4*}

Recibido: 20 de diciembre de 2022.

Aceptado: 24 de febrero de 2023.

Publicado: abril de 2023.

ABSTRACT

¹ Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad Veracruzana. Carretera Tuxpan-Tampico, km 7.5, Tuxpan, Veracruz, 92850. México

² Laboratorio de Biotecnología Ambiental, Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad Veracruzana, Carretera Tuxpan-Tampico, Km 7.5, C.P. 92850, Tuxpan, Veracruz, México.

³ Colección Nacional de Moluscos, Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México, Ciudad Universitaria, Apartado Postal 70-153, Ciudad de México 04510, México

⁴ Laboratorio de Evolución y Embriología, Facultad de Ciencias Biológicas y Agropecuarias, Universidad Veracruzana. Carretera Tuxpan-Tampico, km 7.5, Tuxpan, Veracruz, 92850. México

***Corresponding author:**

Rodrigo Cuervo-González: e-mail: rodcuervo@uv.mx

To quote as:

Vicencio-De la Cruz, F., R. I. Hernández-Herrera, D. Ortigosa & R. Cuervo-González. 2023. Updated list and new records of sea slugs (Gastropoda: Heterobranchia) in the Lobos-Tuxpan Reef System, Mexico. *Hidrobiológica* 33 (1): 39-50.

DOI:10.24275/uam/izt/dobs/hidro/2023v33n1/Cuervo

Background: In the Lobos-Tuxpan Reef System Protected Natural Area (LTRS), Mexico, the presence of sea slugs has been documented in several scientific investigations, but the information is limited, scattered and out of date. **Goals:** To elaborate an updated list of species with new field data and the compilation of species previously reported in the literature for LTRS. **Methods:** Samplings were carried out in the Lobos reef (during November 2014 and 2017), Enmedio reef (September 2016, April 2017, June 2018, July and November 2019) and the Tuxpan reef (June and October 2016, and April 2017). The list of species was complemented with records of species previously reported for LTRS. **Results:** The updated list comprises up to 27 species of sea slugs. The most representative groups are: Order Cephalaspidea with nine species, Aplysiida with seven species and Superorder Sacoglossa with seven species. The distribution of *Cyerce habanensis* and *Elysia cornigera* extends to the north of Veracruz and *Lobiger souverbii* constitutes a new record for the Southwestern Gulf of Mexico Reef Corridor. **Conclusions:** Our study favorably increases the knowledge of sea slugs for the LTRS. This information could support strategies of conservation and protection for the management plans of this protect natural area.

Keywords: benthos, coral reef, gastropods, mollusks, Veracruz.

RESUMEN

Antecedentes: En el Área Natural Protegida Sistema Arrecifal Lobos-Tuxpan (SALT), México, la presencia de babosas marinas se ha documentado en varias investigaciones científicas, pero la información es limitada, se encuentra dispersa y desactualizada. **Objetivo:** elaborar una lista actualizada de las especies con base en la adición de nuevos datos de campo y de la compilación de especies reportadas previamente en la literatura para el SALT. **Métodos:** Se realizaron muestreos en el arrecife Lobos (durante noviembre 2014 y 2017), arrecife Enmedio (septiembre 2016, abril 2017, junio 2018, julio y noviembre 2019) y en el arrecife Tuxpan (junio y octubre 2016, y abril 2017). El listado de especies se complementó con registros de especies reportadas previamente para el SALT. **Resultados:** La lista actualizada comprende 27 especies de babosas marinas. Los grupos más representativos son: orden Cephalaspidea con nueve especies, Aplysiida con siete especies y Superorden Sacoglossa con siete especies. Se extiende la distribución de *Cyerce habanensis* y *Elysia cornigera* para el norte de Veracruz y *Lobiger souverbii* constituye nuevo registro para el Corredor Arrecifal del Suroeste del Golfo de México. **Conclusiones:** La presente investigación incrementa favorablemente el conocimiento de las babosas marinas para el SALT. Esta información puede apoyar las estrategias de conservación y protección para el plan de manejo de esta área natural protegida.

Palabras clave: arrecife coralino, bentos, gasterópodos, moluscos, Veracruz

INTRODUCTION

Sea slugs are a group of gastropod mollusks that are classified in the subclass Heterobranchia (Class: Gastropoda). Sea slugs are characterized by presenting a reduced shell and ectodermal surface covered, or not, with parapodia. In this group of gastropods, the body morphology, size, and color are highly diverse (Valdés *et al.*, 2006). They are common inhabitants of coral reefs, benthic algae, drifting sargassum, seagrass, rocks, and dead coral. Gastropods feed mainly on invertebrates (including other gastropods), small fish, and algae (Valdés *et al.*, 2006; Sanvicente-Añorve *et al.*, 2012a; Zamora-Silva & Ortigosa, 2012). Currently, there is much interest in the study of sea slugs, since they are important components of marine biodiversity (Crocetta *et al.*, 2015). Ecologically, sea slugs carry out specific biological interactions since many species are algae eaters and some others are capable of keeping chloroplasts in a symbiotic relationship named kleptoplastidy (Krug *et al.*, 2016). Also, many species of sea slugs have been found to possess secondary metabolites with potential use in biomedicine (Avila & Angulo-Preckler, 2020).

Anatomical and molecular studies have also contributed to the description and identification of new species/species complexes (Golestani *et al.*, 2019). For the reefs of the southwest of the Gulf of Mexico, most studies on sea slugs are focused on taxonomic lists. For the Bank of Campeche and Alacranes reef, there is a greater knowledge of the richness of species (Sanvicente-Añorve *et al.*, 2012b; Ortigosa *et al.*, 2013; 2015) with a current record of 94 species of sea slugs (Ortigosa & Simões, 2019). Two of three reef systems of Veracruz concentrate more investigations about sea slugs, being the Veracruz reef system (VRS) the best studied (Zamora-Silva & Ortigosa, 2012; Aguilar-Estrada *et al.*, 2014; Cruz-López *et al.* 2015; Vital-Arriaga, 2016; Barrera-Correa, 2018; Olmos-García *et al.*, 2019). For the Lobos-Tuxpan reef system, located at the north end of Veracruz state, there are few investigations that provide data about sea slugs species.

The first records of sea slugs for the Lobos-Tuxpan Reef System Protected Natural Area (LTRS) appeared in a general list of mollusks (Tunnell, 1974; De la Cruz-Francisco & González-Gándara, 2006; Tunnell *et al.*, 2007) as well as in two works of macrobenthic communities of the Lobos reef (Chávez *et al.*, 1970; De la Cruz-Francisco, 2013). Besides these investigations, actualized records are lacking for the Lobos reef. On the other hand, for the Tuxpan and Oro Verde reefs there are recent reports that provide the first record of 11 species of sea slugs (De la Cruz-Francisco *et al.*, 2017b). It is worth mentioning that near LTRS, many species of sea slugs have been reported for the Tampamachoco lagoon (De la Cruz-Francisco *et al.*, 2020a) and for the rocky coast of Cazes, Veracruz (De la Cruz-Francisco *et al.*, 2017a). Although the current information on sea slugs for LTRS is valuable, it is still necessary to unify it and update it with new unpublished data. An updated list will contribute to the knowledge of marine species and ecosystems as well as to the implementation of effective conservation and protection actions (Crocetta *et al.*, 2015). Therefore, the purpose of this work is to provide an updated list of sea slug species for the LTRS.

MATERIALS AND METHODS

The Lobos-Tuxpan reef system (LTRS) is located at the north end of Veracruz state, Mexico, off the coasts of the municipalities of Tuxpan and

Tamiahua. It is part of the Reef Corridor of the Southwest Gulf of Mexico (RCSGM), which integrates another two reef complexes distributed on the central and southern coasts of Veracruz: the Veracruz (VRS) and Los Tuxtlas (TRS) reef systems (Ortiz-Lozano *et al.*, 2013, 2019). The LTRS is a natural protected area created by a presidential decree as an Area of Protection of Flora and Fauna, and is divided into: a) the Tuxpan reef polygon, which includes the Tuxpan, Enmedio, Pantepec and Tanhuijo reefs; and b) the Lobos reef polygon, comprising the Lobos, Enmedio and Blanquilla reefs (Fig. 1). Adjacent to the polygon of protection there are three submerged reefs: Oro Verde, Pantepec Sur, and Corazones, which have recently been mapped (Ortiz-Lozano *et al.*, 2019).

Sea slugs were sought in the three emerged reefs of the LTRS. The greatest sampling effort was conducted in the Lobos reef, with 30 accumulated hours of field work (during November 2014 and 2017), followed by the Enmedio reef with 23 h (September 2016, April 2017, June 2018, July and November 2019) and the Tuxpan reef with 14 h (June and October 2016, and April 2017). The direct method was mainly applied, which consisted of direct observation of the species that live on sand, coral rock, and in areas of massive corals at depths of 1-3 m (Goodheart *et al.*, 2016). To search for small species with cryptic coloration (camouflage), the indirect method is used, which consists of checking rocks, rubble, sea grass and macroalgae (Camacho-García *et al.*, 2014; Ortigosa *et al.*, 2015). However, neither macroalgae nor seagrasses were collected in this study.

Given that the LTRS is a natural protected area, no organisms were collected. Thus, most of the specimens observed were identified in the field through previous training based on patterns of coloration and of external morphological structures such as cerata, gill position, rhinophores, oral tentacles and surface of the notum, following the existing literature for the Gulf of Mexico and Caribbean (Carmona *et al.*, 2011; Zamora-Silva & Ortigosa, 2012; Camacho-García *et al.*, 2014; Caballer-Gutiérrez *et al.*, 2015; Ortigosa *et al.*, 2015; Goodheart *et al.*, 2016). Likewise, specialized literature was used to distinguish complexes of species (Ornelas-Gatdula *et al.*, 2012; Goodheart *et al.*, 2015; Krug *et al.*, 2016; 2018; Valdés *et al.*, 2017; Zamora-Silva & Malaquias 2017; Golestani *et al.*, 2019; Bazzicalupo *et al.*, 2020). Additionally, photographic evidence of the species observed in their natural habitat was obtained using a Canon PowerShot D30 camera. The photographic material obtained was a useful tool to confirm the identity of the species based on the coloration and external morphology (Carmona *et al.*, 2011; Ortigosa *et al.*, 2013; Camacho-García *et al.*, 2014).

With the information obtained from the samplings, a systematic list of the identified species was elaborated and it was complemented with the records provided by Tunnell (1974), Tunnell *et al.* (2007), De la Cruz-Francisco & González-Gándara (2006), De la Cruz-Francisco (2013), De la Cruz-Francisco *et al.* (2017a), for the purpose of compiling all species records and updating the taxonomic list of sea slugs for the LTRS. The systematic arrangement at the order level follows the criteria of Bouchet *et al.* (2017), while the species within each order were listed alphabetically. The nomenclature of the scientific names and synonyms was verified with the World Register of Marine Species (WoRMS Editorial Board, 2021). Species that were new records for the LTRS y RCSGM are described including the following data: systematics, material examined, sampling date, habitat, description of morphology, geographic distribution, and observations.

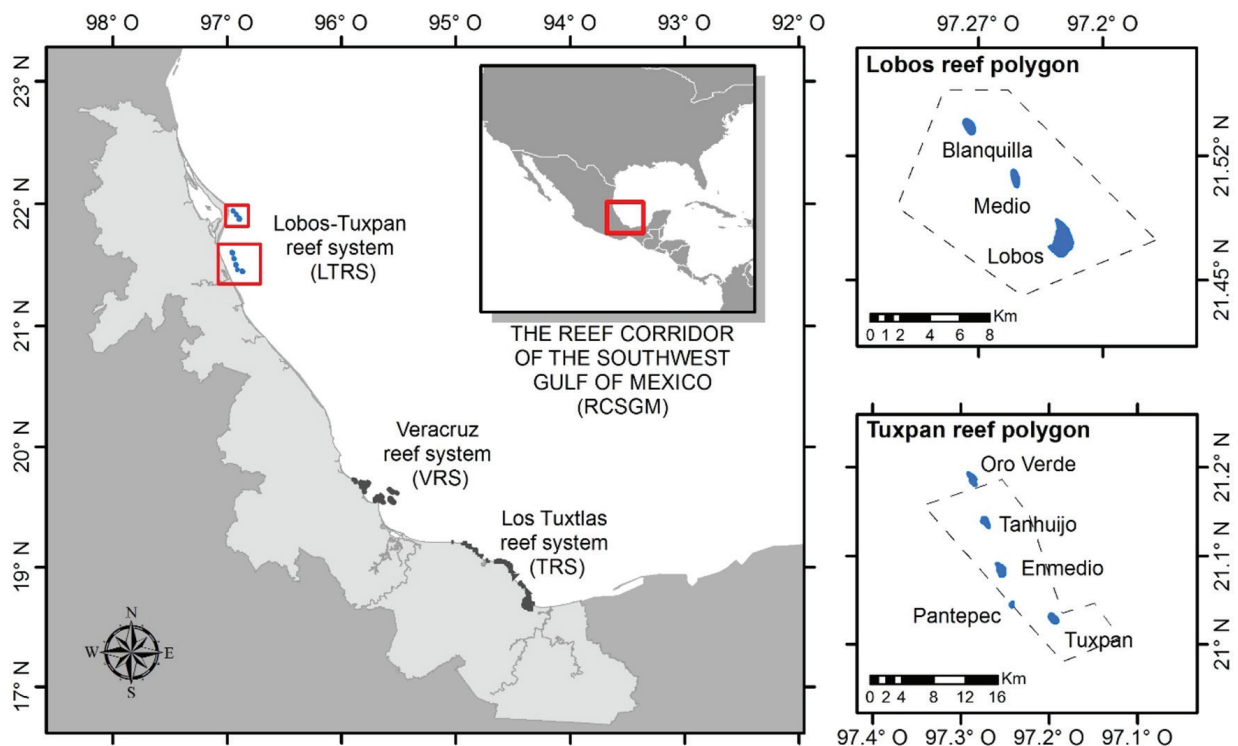


Figure 1. Geographic location of the Lobos-Tuxpan Reef System (LTRS) in the Reef Corridor of the Southeastern Gulf of Mexico.

RESULTS

In the present study, a total of 17 species of sea slugs were identified that correspond to the Tuxpan, Enmedio and Lobos reefs. Complementing these results with the bibliographic compilation, the updated list of sea slugs now is composed of 27 species (see Table 1). At the reef level and in descending order with the species richness, 13 records are added for the Lobos reef; this raises the richness to 23 species of sea slugs. For the Tuxpan reef it increased to 13 species with the addition of nine more records, while for the Enmedio reef it increased to 11 species with the addition of four more sea slug records (Table 1).

The sea slugs *Cyerce habanensis* Ortea & Templado, 1988 and *Elysia cornigera* Nuttall, 1989 constitute the first records for the protected natural area. In addition, a new record for the biological corridor is added: *Lobiger souverbii* P. Fischer, 1857 (Table 1). The classification, morphology, and geographic distribution of these species are described later in this section. Most of the species of sea slugs observed in the present study are shown in Figure 2.

Several species were found under coral rocks on the reef plain, such as *Pleurobranchus areolatus* Mörch, 1863 (Fig. 2a), *Flabellina engeli* Ev. Marcus & Er. Marcus, 1968 (Fig. 2b), *Dolabrifera* cf. *ascifera* (Rang, 1828) (Fig. 2i), *Thuridilla picta* (A. E. Verrill, 1901) (Fig. 2k), *C. habanensis* (Fig. 3) and *E. cornigera* (Fig. 4). Those that were frequently observed on the rocky and sandy substrates were *Navanax gemmatus* (Mörch, 1863) (Fig. 2d), *Aplysia dactylomela* Rang, 1828 (Fig. 2e), *Aplysia fasciata* Poirlet, 1789 (Fig. 2f) and *Aplysia ghanimii* Golestani, Crocetta, Padula, Camacho, Langeneck, Poursanidis, Pola, Yokeş, Cer-

vera, Jung, Gosliner, Araya, Hooker, Schrödl & Valdés, 2019 (Fig. 2g). Meanwhile, *Bursatella leachii* Blainville, 1817 (Fig. 2h) was observed on muddy and sandy sites. On the contrary, *Elysia crispata* Mörch, 1863 (Fig. 2j) was one of the species observed in rocky and sandy substrates and in seagrass beds. Regarding the species that were observed in the macrophytobenthos were *Chelinodura hirundinina* (Quoy & Gaimard, 1833) (Fig. 2c), *Haminoea antillarum* (d'Orbigny, 1841), *Bulla occidentalis* A. Adams, 1850 in *Thalassia testudinum* K.D.Koenig meadows, while *Oxynoe antillarum* Mörch, 1863 (Fig. 2l) and *Lobiger souverbii* P. Fischer, 1857 (Fig. 5), were observed specifically in fronds of *Caulerpa* spp.

Systematics

Superorder: Sacoglossa Ihering, 1876

Superfamily: Plakobranchoidea Gray, 1840

Family: Caliphyllidae Tiberi, 1881

Genus: *Cyerce* Bergh, 1870

Species: *Cyerce habanensis* Ortea & Templado, 1988

Material examined. Three individuals observed in the lagoon of Lobos reef 21°27' 58" North, 97°13' 35.64" West), in November 2017. One specimen was observed in Tuxpan reef (21° 1' 40.20" North, 97° 11' 49.69" West), September 2019.

Habitat. Found at 0.5-1 m depth on fronds of *Halimeda opuntia* (Linnaeus) J. V. Lamouroux and below rocks.

Morphological description. Oval and elongated body, dark green dorsal surface with long transparent cerata (Fig. 3a). Size of 11 mm in length and 5 mm in width. Rhinophores elongated and bifurcated in the middle, with white and granular papillae (Fig. 3-b1). Eyes located at the base of the rhinophores (Fig. 3-b2). The head is small and presents two long buccal palps (Fig. 3-c1). Anal papilla in anterodorsal position, located on the right side, just in front of the pericardium (Fig. 3-b3). Prominent anterodorsal pericardium, raised above the rest of back, covered with small white papillae (Fig. 3-b4). Nine cerata are present; these are

flat, foliaceous, transparent and of unequal sizes, located on the lateral edges of the body. In each cerata, reddish marks are presented at the base and in the upper middle part, and the distal edge has white granules (Fig. 3-b5). Muscular foot of yellow color (Fig. 3-c2), the anterior end is rounded and divided by a transverse groove (Fig. 3-e1), the posterior end is short and triangular (Fig. 3-c3).

Geographic distribution. Cuba (Ortea & Templado, 1988; Espinosa, 2012). Mexico: Santiaguillo reef reported as *Cyerce antillensis* Engel, 1927 (Barrera-Correa, 2018). New record for the LTRS.

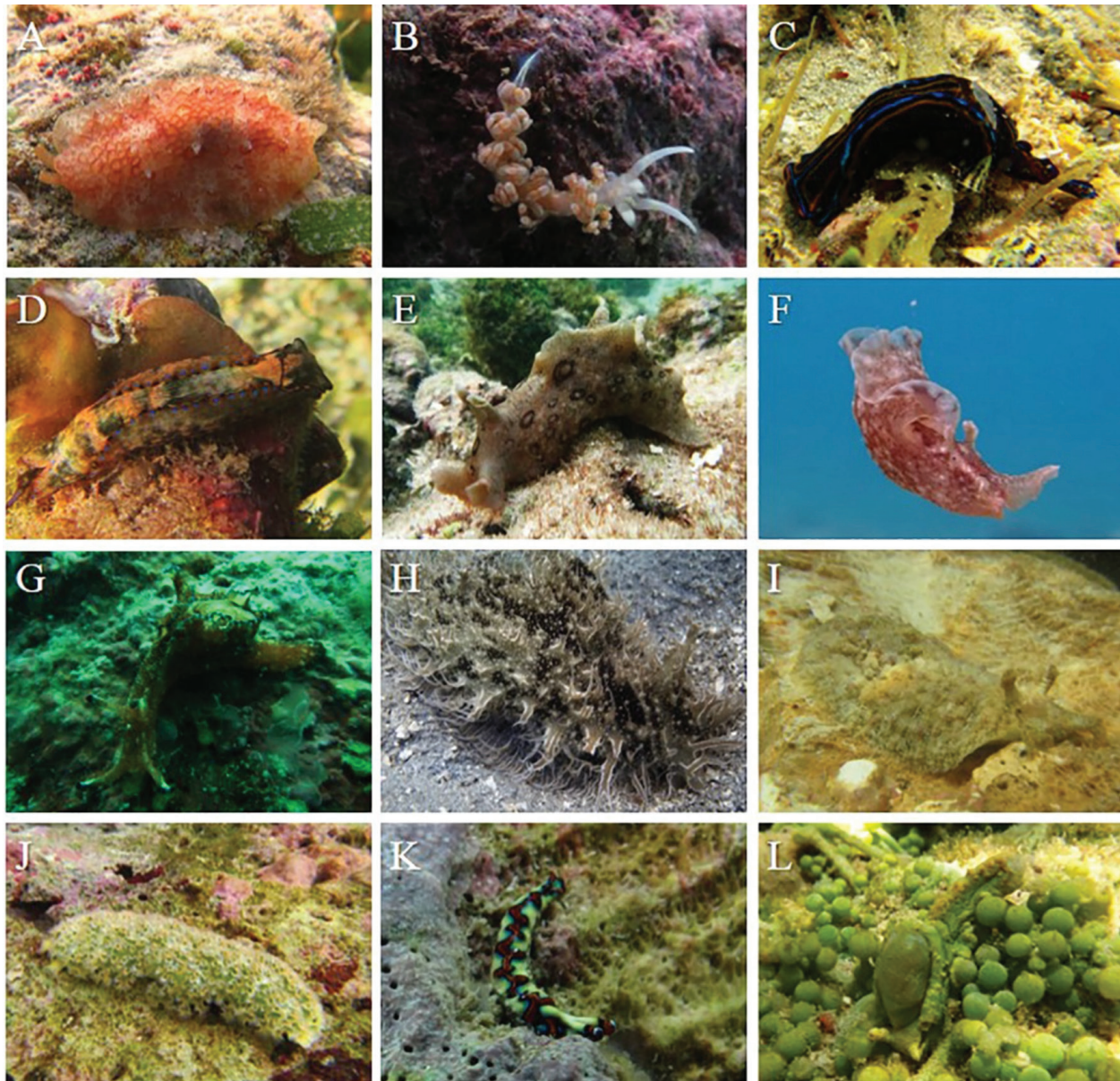


Figure 2. Sea slugs from the Lobos-Tuxpan reef system observed in the present study; A. *Pleurobranchus areolatus*; B. *Flabellina engeli*; C. *Chelinodura hirundinina*; D. *Navanax gemmatus*; E. *Aplysia dactylomela*; F. *Aplysia fasciata*; G. *Aplysia ghanimii*; H. *Bursatella leachii*; I. *Dolabrifera cf. ascifera*; J. *Elysia crispata*; K. *Thuridilla picta*; L. *Oxynoe antillarum*.

Comments. *Cyerce habanensis* was originally described by Ortea and Templado (1988), but Valdés *et al.* (2006) consider it as a synonym of *C. antillensis*. However, recent scientific investigations (Espinosa, 2012; Caballer *et al.*, 2015) proposed *C. habanensis* as a valid name and point out that there is not taxonomic discussion that supports *C. habanensis* being synonymous with *C. antillensis*. Moreno (2020) carried out a morphological and molecular study with 154 *Cyerce* specimens, and his results reveal that *C. antillensis* and *C. habanensis* are different and sympatric species in the Caribbean. Therefore, we consider that the specimens observed in this study correspond to *C. habanensis* since they correspond with the original description by Ortea & Templado

(1988) and with the morphological characteristics described by Moreno (2020). Both species can be distinguished externally, *C. habanensis* presents broad and translucent yellow cerata, while *C. antillensis* presents translucent and elongated white cerata (Ortea & Templado, 1988; Moreno, 2020). This species is morphologically similar to the substrate, also, the transparency and small size of those species makes it difficult to observe it among the fronds of macroalgae and on coralline rocks (Fig. 3a). In this study, *C. antillensis* was found under coralline rocks and later in *H. opuntia* fronds. It is often found on *H. opuntia* fronds, suggesting that it probably feeds on this calcareous macroalgae (Ortea & Templado, 1988).

Table 1. Systematic list of sea slugs from the Lobos-Tuxpan reef system. Records of this study (●). Bibliographic sources: A) Tunnell (1974); B) Tunnell *et al.* (2007); C) De la Cruz-Francisco and González-Gándara (2006); D) Zamora-Silva and Ortigosa (2012); E) De la Cruz-Francisco (2013); F) Aguilar-Estrada *et al.* (2014); G) Cruz-López *et al.* (2015); H) Vital-Arriaga (2016); I) De la Cruz-Francisco *et al.* (2017a); J) Barrera-Correa (2018); K) Olmos-García *et al.* (2019).

Species	Tx	Em	Tj	OV	L	Previous records in the RCSGM
Order Pleurobranchida						
1. <i>Pleurobranchus areolatus</i> Mörch, 1863	●					●, A, B, E G, H, K
Order Nudibranchia						
2. Phyllidiidae sp.				I		
3. <i>Flabellina engeli</i> Ev. Marcu & Er. Marcus, 1968		●	I			● H
4. <i>Tyrinna evelinae</i> (Er. Marcus, 1958)		I				
Order Cephalaspidea						
5. <i>Acteocina candei</i> (d'Orbigny, 1841)					C	D, G
6. <i>Atys riiseanus</i> Mörch, 1875					C	G
7. <i>Bulla occidentalis</i> A. Adams, 1850	●	●			C	●, ● D, F, G, H, K
8. <i>Chelidonura hirundinina</i> (Quoy & Gaimard, 1833)	I				●	● D, G, H, K
9. <i>Haminoea antillarum</i> (d'Orbigny, 1841)					C	D, G
10. <i>Haminoea elegans</i> (Gray, 1825)	●				C	● D, G
11. <i>Haminoea succinea</i> (Conrad, 1846)					C	C D, G
12. <i>Navanax gemmatus</i> (Mörch, 1863)	I	I	I	I		●, E [as <i>Navanax aenigmaticus</i> (Bergh, 1893)] D, G, H, K
13. <i>Pyrunculus caelatus</i> (Bush, 1885)					C	C
Order Aplysiida						
14. <i>Aplysia cf. cervina</i> (Dall & Simpson, 1901)					A, B	A, B G
15. <i>Aplysia dactylomela</i> Rang, 1828	I	I	I			●, ●, ● D, F, G, H, K
16. <i>Aplysia fasciata</i> (Verrill, 1901)	●					●, ●, ● G, H, K
17. <i>Aplysia ghanimii</i> Golestani, Crocetta, Padula, Camacho, Langeneck, Poursanidis, Pola, Yokeş, Cervera, Jung, Gosliner, Araya, Hooker, Schrödl & Valdés, 2019		●		I		C [as <i>Aplysia parvula</i> Mörch, 1863] C
18. <i>Aplysia morio</i> (Verrill, 1901)		I				I K

Species	Tx	Em	Tj	OV	L	Previous records in the RCSGM
19. <i>Bursatella leachii</i> Blainville, 1817	•					•, A, B, C, [as <i>Bursatella leachii plei</i> (Rang, D, G, K 1828)]
20. <i>Dolabrifera cf. ascifera</i> (Rang, 1828)	•					•, A, B [as <i>Dolabrifera dolabrifera</i> (Rang, D, G, H, K 1828)]
Superorder Sacoglossa						
21. <i>Cyerce habanensis</i> Ortea & Templado, 1988	•				•	J
22. <i>Elysia cornigera</i> Nuttall, 1989		•				H
23. <i>Elysia crispata</i> (Mörch, 1863)	I	I	I	I	•, A, B, E	D, F, G, H, J, K
24. <i>Elysia subornata</i> Verrill, 1901					C	D, G, K
25. <i>Lobiger souverbii</i> P. Fischer, 1857	•				•	NR
26. <i>Oxynoe antillarum</i> Mörch, 1863		I	I		•	D, G, H
27. <i>Thuridilla picta</i> (Verrill, 1901)	•	I			•	
Total number of species	13	11	5	4	23	

Abbreviations: Tuxpan (Tx), Enmedio (Em), Tanhuijo (Tj), Oro Verde (OV), Lobos (L) reefs, new record (NR).

Family: Plakobranchidae Gray, 1840

Genus: *Elysia* Risso, 1818

Species: *Elysia cornigera* Nuttall, 1989

Examined material. One specimen observed and photographed (Fig. 4) on the flat of the Enmedio reef (21° 4' 47.84" North, 97°15' 17.24" West), in October 2014.

Habitat. Under coralline rock, at 1 m depth.

Morphological description. Body of yellowish gray colors, narrowed and elongated, of 10 mm in length, the surface is granular with light and dark red marks, which extend over the rhinophores, head and parapodia (Fig. 4-a, b). The rhinophores are long and have a sharp apex; the surface with scattered papillae and red spots. (Fig. 4-a1). Parapodia wide, covering the dorsal position of the body, with large, sharp, white papillae with numerous scattered large red marks (Fig. 4-a2, a3). Pericardium white, rounded, in anterodorsal position, with small papillae and red marks (Fig. 4-a4).

Geographic distribution. Florida, Bahamas, Jamaica (Clark, 1994; Krug *et al.*, 2011; 2016), Mexico: Alacranes reef (Rosenberg *et al.*, 2009; Sanvicente-Añorve *et al.*, 2012b; Ortigosa & Simões, 2019), Gallega reef (Vital-Arriaga, 2016). New record for the LTRS.

Comments. The morphological characteristics described in this study matches with those described by Krug *et al.* (2011; 2016). In

several scientific investigations, *E. cornigera* was confused with *Elysia timida* (Risso, 1818), because Ortea *et al.* (1997) synonymized *E. cornigera* with *E. timida*. Subsequently, molecular studies determined that *E. timida* and *E. cornigera* are different species (Krug *et al.*, 2011; 2016). Externally, *E. cornigera* resembles *E. timida*, except for the size color. The latter is much larger (6-13 mm), with a white body and a green notum; their rhinophores and parapodia are smooth with small red markings, and the tips of the rhinophores are broad and rounded. *E. timida* is distributed in the Mediterranean Sea (Krug *et al.*, 2011). In contrast, *E. cornigera* has scattered red marks and numerous papillae on the parapodia, head and rhinophores, while the body is grey. These characteristics coincide with the descriptions of Krug *et al.* (2011; 2016). The habitat of this species is associated with small chlorophyte algae of *Acetabularia* sp., normally with *Acetabularia crenulata* J.V.Lamouroux (Krug *et al.*, 2011). However, in this study it was observed under coralline rocks.

Superfamily: Oxynooidea Stoliczka, 1868

Family: Oxynoidae Stoliczka, 1868

Genus: *Lobiger* Krohn, 1847

Species: *Lobiger souverbii* P. Fischer, 1857

Material examined. Two specimens observed and photographed (Fig. 5a-b) on the flat of Lobos reef (21° 27' 59.07" North, 97° 13' 39.15" West), in November 2014.

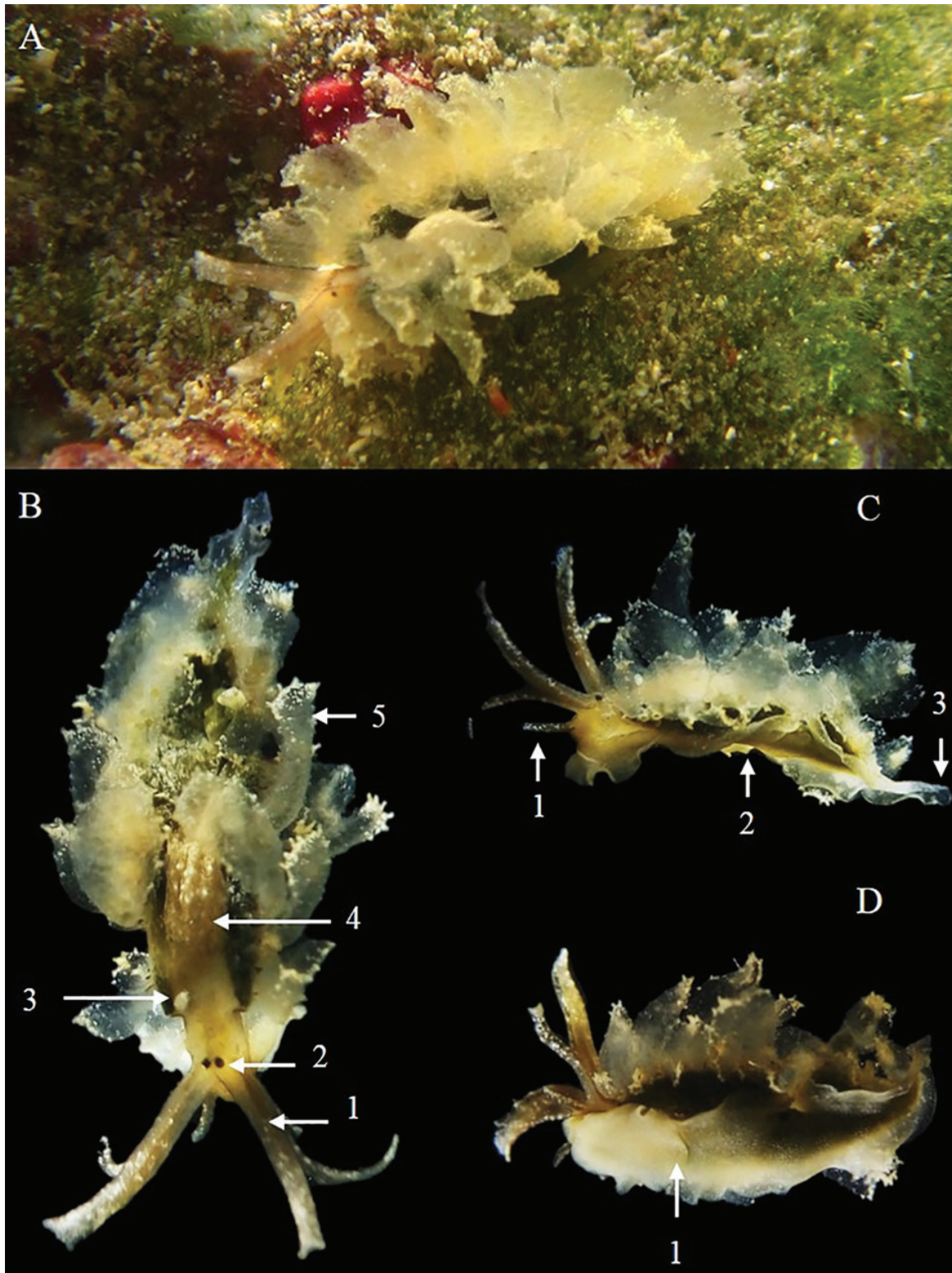


Figure 3. A. Coloration of *Cyerce habanensis*; B. Tuxpan reef specimen, 1: rhinophores, 2: eyes, 3: anal papilla, 4: pericardium, 5: cerata. C. Lateral view, 1: buccal palp, 2: muscular foot, 3: tail. D. View of the muscular foot, 1: muscular foot is divided by a transverse groove.

Habitat. On fronds of the macroalga *Caulerpa racemosa* (Forsskål) J. Agardh, 1873 at 0.5 m depth.

Morphological description. Green body, presenting a small shell with dark longitudinal irregular lines (Fig. 5-b1). Long rhinophores covered with small white papillae (Fig. 5-b2). Two pairs of long, erect, protruding parapodia with wavy edges covered with white papillae on the margins (Fig. 5-b3, b4). Muscular foot that extends backwards and forms a long thick tail, also with white papillae (Fig. 5-b5).

Geographic distribution. Brazil, Venezuela, Costa Rica, Panama, Florida, Bahamas, Cuba, Jamaica (Clark, 1994; Valdés *et al.*, 2006; Camacho-García *et al.*, 2014; Caballer-Gutiérrez *et al.*, 2015; Goodheart *et al.*, 2016; de Sisto *et al.*, 2016), Mexico: Yucatán (Rosenberg *et al.*, 2009; Ortigosa *et al.*, 2013). New record for the RCSGM.

Comments. The morphological characteristics described in this study agrees with those observed by Goodheart *et al.* (2016) and de Sisto *et al.* (2016). Externally, *L. souverbii* resemble *Oxynoe* spp. as they have an elongated green body and have a shell; they also inhabit and feed on the fronds of *Caulerpa* (Krug *et al.* 2018). However, *L. souverbii* differs from *Oxynoe* spp. by having two pairs of long, upright parapodia (Jensen, 2011; de Sisto *et al.*, 2016). The external morphology of *L. souverbii* resembles the fronds of *C. racemosa* in which it is commonly found (Caballer-Gutiérrez *et al.*, 2015, Goodheart *et al.*, 2016). It can be distinguished from fronds when it extends its parapodia (Goodheart

et al., 2016). This species has also been reported on *Caulerpa sertularioides* (S.G. Gmelin) M. Howe (de Sisto *et al.*, 2016) and *Halimeda* sp. (Marcus & Hughes, 1974).

DISCUSSION

With our study, the number of LTRS sea slugs increased, from 24 previously reported species (Tunnell, 1974; Tunnell *et al.*, 2007; De la Cruz-Francisco, 2013; De la Cruz-Francisco *et al.*, 2017b), the richness has increased to 27 species (considering the Phyllidiidae family). However, the richness is lower compared with the 40 species reported for the VRS (Vital-Arriaga, 2016; Barrera-Correa, 2018; Olmos-García *et al.*, 2019). Between these two reef systems, at least 20 species reported in our study are present in the VRS.

The sea slug richness in the LTRS is of Caribbean influence, since all of the species are found commonly in this geographic province (Valdés *et al.*, 2006; Caballer-Gutiérrez *et al.*, 2015; Goodheart *et al.*, 2016; Caviedes *et al.*, 2019; Ortigosa & Simões, 2019). While the new records (*C. habanensis*, *E. cornigera* and *L. souverbii*) are widely distributed in the Caribbean, and have recently been reported in the reefs of the Campeche Bank (Sanvicente-Añorve *et al.*, 2012b, Ortigosa *et al.*, 2013, Ortigosa & Simões, 2019), the present study widens the distribution of these species towards a more septentrional portion of the southern Gulf of Mexico.

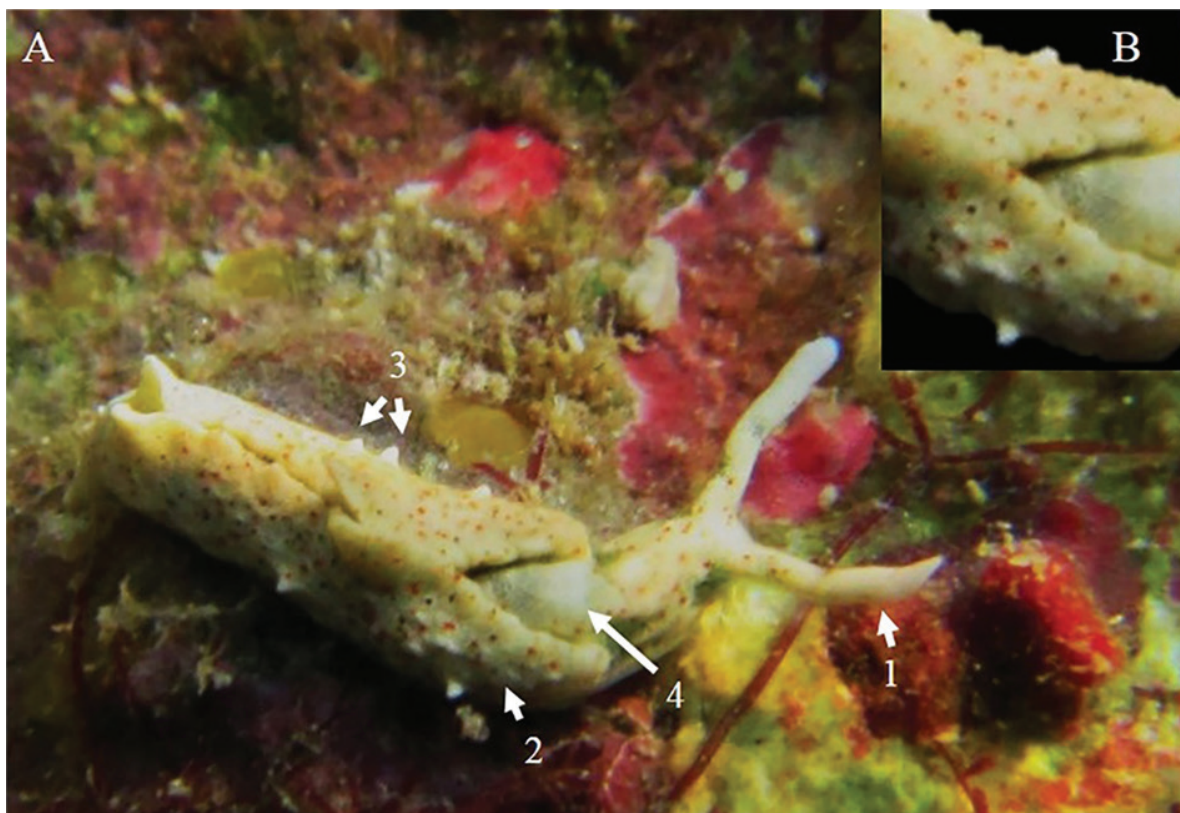


Figure 4. A. Coloration and morphology of *Elysia cornigera*, 1: rhinophores, 2: parapodia, 3: papillae, 4: pericardium. B. Light and dark red markings on the parapodia.

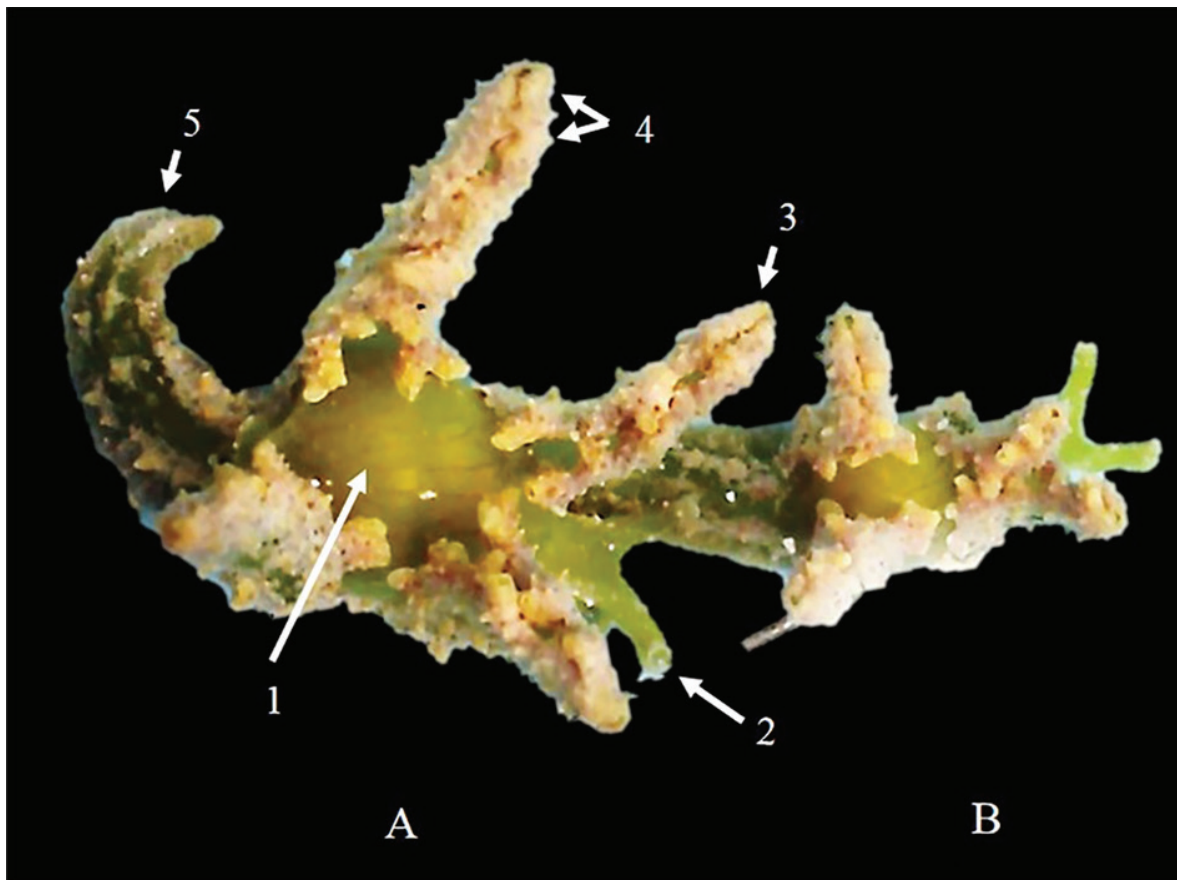


Figure 5. Coloration and morphology of *Lobiger souverbii* (A-B), 1: shell, 2: rhinophores, 3: parapodia, 4: papillae, 5: tail (extension of the muscular foot).

Moreover, the superorder Sacoglossa is more diverse in the LTRS, with seven species recorded in this study versus five species recorded for the VRS (Zamora-Silva & Ortigosa, 2012; Aguilar-Estrada *et al.*, 2014; Cruz-López *et al.*, 2015; Vital-Arriaga, 2016; Barrera-Correa, 2018; Olmos-García *et al.*, 2019). Only *Elysia chlorotica*, Gould, 1870 (the most representative “solar-powered sea slug”) and *Elysia ornata* (Swainson, 1840) are not present in the LTRS. These two species are not common in RCSGM and have only been reported on a single occasion for the VRS (Aguilar-Estrada *et al.*, 2014; Cruz-López *et al.*, 2015). They are small slugs with a cryptic coloration that makes them very difficult to observe, therefore, specialized indirect methods are required to find them and update their distribution (Ortigosa *et al.*, 2015). Most Sacoglossa species reported for the southwestern Gulf of Mexico are herbivores and associated with several species of algae such as *Rhipocephalus*, *Penicillus*, *Avrainvillea*, *Udotea*, *Gracilaria*, and *Padina* (Sanvicente-Añorve *et al.*, 2012a; Zamora-Silva & Ortigosa, 2012; Ortigosa *et al.*, 2015). Therefore, to improve the sampling effort, it is important to broaden the search, specifically in these algae that are also distributed in the LTRS (De la Cruz-Francisco *et al.*, 2020b).

Although the Cephalaspidea order is the most diverse in species in the LTRS, only three species were observed in this study, *Bulla occidentalis* A. Adams, 1850, *C. hirundinina* and *N. gemmatus*, the lat-

ter being the most commonly found in the reef system (Zamora-Silva & Ortigosa, 2012; De la Cruz-Francisco *et al.*, 2017b). The rest of the species reported for the reefs of Veracruz (De la Cruz-Francisco & González-Gándara, 2006; Zamora-Silva & Ortigosa, 2012; Cruz-López *et al.*, 2015) were not found in this study. This can be attributed to the characteristics of the benthic substrate in which they live, generally, Cephalaspidea gastropod slugs (*Atys* spp., *Bulla* spp., *Haminoea* spp.) live on sandy muddy bottoms and seagrass meadows (García-Cubas & Reguero, 2004), therefore, it is required to collect sediment samples to record them, but this indirect method was not used in this study. For that reason, it is recommended that future studies intensify the search for heterobranchia slugs by applying the indirect method examining the sediments, including rubble, rhizomes and fronds of macroalgae (e.g. *Lobophora* sp., *Laurencia* sp., *Penicillus* spp., *Caulerpa* sp., *Halimeda* spp., *Acetabularia* spp., etc.), as well as sponges and hydroids (Sanvicente-Añorve *et al.*, 2012a).

All six Aplysiida species recorded in the LTRS are also present in the VRS, (Zamora-Silva & Ortigosa, 2012; Aguilar-Estrada *et al.*, 2014; Cruz-López *et al.*, 2015; Olmos-García *et al.*, 2019). These sea hares have several peculiarities that contrasts with the substrate, such as their large size and coloration (green, brown or bronze), which makes it easy to find them on reefs. They also inhabit various substrates such as

sea grasses and macroalgae where they are commonly observed, with *A. dactylorella* and *B. leachii* being the most frequent in these places (Sanvicente-Añorve *et al.*, 2012a; Zamora-Silva & Ortigosa 2012; De la Cruz-Francisco *et al.*, 2017b). However, in this study, samples of sea grasses and macroalgae were not collected, substrates in which four species were found in the SAV (Zamora-Silva & Ortigosa, 2012) and which are not present in LTRS. Therefore, it is suggested to broaden the search for sea hares with specialized indirect methods, especially with the collection of different benthic substrates in order to find more unknown species.

In relation to the order Nudibranchia, in this study three species are reported for the LTRS, of which only *F. engeli* is among the seven species of nudibranchs reported for VRS (Zamora-Silva & Ortigosa, 2012; Cruz-López *et al.*, 2015; Vital-Arriaga, 2016). The low richness of nudibranchs recorded in the study area can be attributed to the fact that they were found only with the direct method. Most nudibranchs are small and cryptic (Camacho *et al.*, 2014; Goodheart *et al.*, 2016), feed on sponges, cnidarians (hydrozoans, anemones, and gorgonians), bryozoans and ascidians (Nybakken & McDonald, 1981; Belmonte *et al.*, 2015), however, these sessile organisms were not collected for review, so it is important to broaden the search for nudibranchs in these sessile invertebrates in further studies.

This study provides new records of heterobranchia for the LTRS; however the list of species could be enriched with better sampling effort. A similar situation occurs with VRS, since the richness has increased to 40 species with the addition of recent records (Vital-Arriaga, 2016; Barrera-Correa, 2018; Olmos-García *et al.*, 2019). This richness may continue to increase with more studies, as suggested by the work of Zamora-Silva & Ortigosa (2012) who propose the existence of at least 60 species of heterobranchs in this reef system. We also suggest the existence of more sea slugs in the LTRS, therefore, the continuity of the sampling projects is essential, also considering that there are other adjacent unexplored sites such as the Pantepec, Corazones, Blake and Piedras Altas reefs (Ortiz-Lozano *et al.*, 2019). It is worth mentioning that in protected natural areas it is essential to have updated and complete inventories of the marine biota to assess changes in biological communities. They also constitute tools that support biological monitoring in management and protection decision making (Crocetta *et al.*, 2015).

ACKNOWLEDGMENTS

The authors thank Keith MacMillan for correction of the English version

REFERENCES

- AGUILAR-ESTRADA, L. G., D. ORTIGOSA, B. URBANO & M. REGUERO. 2014. Análisis histórico de los gasterópodos de la laguna arrecifal de Isla Verde, Veracruz, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 85: 502-512. DOI: 10.7550/rmb.33802
- AVILA, C. & C. ANGULO-PRECKLER. 2020. Bioactive compounds from Marine Heterobranchs. *Marine Drugs* 18 (12): 657. DOI:10.3390/md18120657
- BARRERA-CORREA, A. I. 2018. Opisthobranchios asociados a la plataforma arrecifal de Santiaguillo, Veracruz, México. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México, México. 70 p.
- BAZZICALUPO, E., F. CROCETTA, T. M. GOSLINER, V. BERTEAUX-LECELLIER, Y. E. CAMACHO-GARCÍA, B. K. S. CHANDRAN & A. VALDÉS. 2020. Molecular and morphological systematics of *Bursatella leachii* de Blainville, 1817 and *Stylocheilus striatus* Quoy & Gaimard, 1832 reveal cryptic diversity in pantropically distributed taxa (Mollusca: Gastropoda: Heterobranchia). *Invertebrate Systematics* 34 (5): 535-568. DOI: 10.1071/IS19056
- BELMONTE, T., J. ALVIM, V. PADULA & G. MURICY. 2015. Spongivory by nudibranchs on the coast of Rio de Janeiro state, southeastern Brazil. *SPIXIANA* 38 (2): 187-195.
- BOUCHET, P., J. P. ROCROI, B. HAUSDORF, A. KAIM, Y. KANO, A. NÜTZEL, P. PARKHAEV, M. SCHÖRDL & E. E. STRONG. 2017. Revised classification, nomenclator and typification of gastropod and monoplacophoran families. *Malacologia* 61: 1-526. DOI: 10.4002/040.061.0201
- CABALLER-GUTIÉRREZ, M., J. ORTEGA, N. RIVERO, G. CARIAS-TUCKER, M. A. E. MALAQUIAS & S. NARCISO. 2015. The opisthobranch gastropods (Mollusca: Heterobranchia) from Venezuela: an annotated and illustrated inventory of species. *Zootaxa* 4034 (2): 201-256. DOI: 10.11646/zootaxa.4034.2.1
- CAMACHO-GARCÍA, Y., M. POLA, L. CARMONA, V. PADULA, G. VILLANI & L. CERVERA. 2014. Diversity and distribution of the heterobranch sea slug fauna on the Caribbean of Costa Rica. *Cahiers de Biologie Marine* 55 (1): 109-27.
- CARMONA, L., M. A. E. MALAQUIAS, T. M. GOSLINER, M. POLA & L. LUCAS-CERVERA. 2011. Amphi-Atlantic distributions and cryptic species in sacoglossan sea slugs. *Journal of Molluscan Studies* 77 (4): 401-412. DOI: 10.1093/mollus/eyr036
- CAVIEDES, V., Y. E. CAMACHO-GARCÍA, J. L. CERVERA & J. C. CARRASCO. 2019. Diversity and distribution of sea slugs (Mollusca: Gastropoda: Heterobranchia) in two sites of the Caribbean coast of Honduras. *Cahiers de Biologie Marine* 60(3): 269-282. DOI: 10.21411/CBM.A.8B3AE5D2
- CHÁVEZ, E. A., E. HIDALGO & M. L. SEVILLA. 1970. Datos acerca de las comunidades Bentónicas del arrecife Lobos, Veracruz. *Revista de la Sociedad Mexicana de Historia Natural* 30: 211-281.
- CLARK, K. B. 1994. New records and synonymies of Bermuda opisthobranchs (Gastropoda). *Nautilus* 98 (2): 85-97.
- CROCETTA, F., D. POURSANIDIS & L. P. TRINGALI. 2015. Biodiversity of sea slugs and shelled relatives (Mollusca: Gastropoda) of the Cretan Archipelago (Greece), with taxonomic remarks on selected species. *Quaternary International* 390: 56-68. DOI: 10.1016/j.quaint.2015.02.061
- CRUZ-LÓPEZ, F. J., V. VILLANUEVA-SOUSA, A. VÁZQUEZ-MACHORRO & J. L. TELLO-MUSSI. 2015. Investigaciones sobre moluscos gasterópodos del Sistema Arrecifal Veracruzano. In: Granados-Barba, A., L. Ortiz-Lozano, D. Salas-Monreal & C. González-Gándara (Eds). *Aportes al conocimiento del Sistema Arrecifal Veracruzano: hacia el Corredor Arrecifal del Suroeste del Golfo de México*. Universidad Autónoma de Campeche. México. pp. 75-98.

- DE LA CRUZ-FRANCISCO, V. 2013. Estructura de las comunidades macrobentónicas y nectónicas asociadas a los sustratos rocosos coralinos del arrecife Lobos, Veracruz, México. Tesis de Maestría. Universidad Veracruzana. 97 p.
- DE LA CRUZ-FRANCISCO, V. & C. GONZÁLEZ-GÁNDARA. 2006. Lista actualizada de los gasterópodos de la planicie del arrecife Lobos, Veracruz, México. *UDO Agrícola* 6 (1): 128-137.
- DE LA CRUZ-FRANCISCO, V., C. K. LÓPEZ-TORRES, G. O. RAMOS-TÉLLEZ & J. A. ARGÜELLES-JIMÉNEZ. 2020a. Primer registro de *Corambe obscura* (Nudibranchia: Corambidae) para la costa Atlántica Mexicana. *Novitates Caribaea* 15: 119-123. DOI: 10.33800/nc.vi15.219
- DE LA CRUZ-FRANCISCO, V., R. E. ORDUÑA-MEDRANO & M. GONZÁLEZ-GONZÁLEZ. 2020b. Lista actualizada de la flora marina bentónica de cinco arrecifes coralinos del norte de Veracruz, México. *Revista Ciencias Marinas y Costeras* 12 (1): 69-97. DOI: 10.15359/revmar.12-1.4
- DE LA CRUZ-FRANCISCO, V., R. E. ORDUÑA-MEDRANO, J. E. PAREDES-FLORES, R. I. VÁZQUEZ-ESTRADA, M. GONZÁLEZ-GONZÁLEZ & L. FLORES-GALICIA. 2017a. Una aproximación a la florística y faunística de la costa rocosa El Pulpo, Cazones, Veracruz, México. *CICIMAR Océánides* 32 (1): 39-58. DOI: 10.37543/oceanides.v32i1.195
- DE LA CRUZ-FRANCISCO, V., D. ORTIGOSA & M. GONZÁLEZ-GONZÁLEZ. 2017b. Primeros registros de babosas marinas (Gastropoda: Heterobranchia) del Sistema Arrecifal Tuxpan, México, con ampliaciones de ámbito de distribución. *Biodiversity and Natural History* 3 (1): 15-23.
- DE SISTO, M., R. C., W. VILLALBA, B. RÍOS, V. GÓMEZ & Y. MATA. 2016. Sacoglossos (Opisthobranchia: Sacoglossa) del estado Nueva Esparta y Los Frailes, Venezuela. *Revista Mexicana de Biodiversidad*. 87 (1): 42-48. DOI: 10.1016/j.rmb.2016.01.026
- ESPINOSA, J. 2012. *Moluscos marinos Reserva de la Biosfera de la Península de Guanahacabibes*. La Habana: Instituto de Oceanología. 325 p.
- GARCÍA-CUBAS, A. & M. REGUERO. 2004. *Catálogo ilustrado de moluscos gasterópodos del Golfo de México y Mar Caribe*. Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, UNAM, México. 168 p.
- GOLESTANI, H., F. CROCCETTA, V. PADULA, Y. CAMACHO-GARCÍA, J. LANGENECK, D. POUR-SANIDIS, M. POLA, M. B. YOKES, J. L. CERVERA, D.-W. JUNG, T. M. GOSLINER, J. F. ARAYA, Y. HOOKER, M. SCHRÖDL & A. VALDÉS. 2019. The little *Aplysia* coming of age: from one species to complex of species complex in *Aplysia parvula* (Mollusca: Gastropoda: Heterobranchia). *Zoological Journal of the Linnean Society* 187(2): 279-330. DOI: 10.1093/zoolinnean/zlz028
- GOODHEART, J., Y. CAMACHO-GARCÍA, V. PADULA, M. SCHRÖDL, J. L. CERVERA, T. M. GOSLINER & A. VALDÉS. 2015. Systematics and biogeography of *Pleurobranchus* Cuvier, 1804, sea slugs (Heterobranchia: Nudipleura: Pleurobranchidae). *Zoological Journal of the Linnean Society* 174: 322-362. DOI: 10.1111/zoj.12237
- GOODHEART, J. A., R. A. ELLINGSON, X. G. VITAL, H. C. GALVAO-FILHO, J. B. MCCARTHY, S. M. MEDRANO, V. J. BHAVE, K. GARCÍA-MÉNDEZ, L. M. JIMÉNEZ, G. LÓPEZ, C. A. HOOVER, J. D. AWBREY, J. M. DE JESUS, W. GOWAKI, P. J. KRUG & A. VALDÉS. 2016. Identification guide to the heterobranch sea slugs (Mollusca: Gastropoda) from Bocas del Toro, Panama. *Marine Biodiversity Records* 9: 1-31. DOI: 10.1186/s41200-016-0048-z
- JENSEN, K. R. 2011. Comparative morphology of the mantle cavity organs of shelled Sacoglossa, with a discussion of relationships with other Heterobranchia. *Thalassas* 27 (2): 169-192.
- KRUG, P. J., J. S. BERRIMAN & A. VALDÉS. 2018. Phylogenetic systematics of the shelled sea slug genus *Oxynoe* Rafinesque, 1814 (Heterobranchia: Sacoglossa), with integrative descriptions of seven new species. *Invertebrate Systematics* 32: 950-1003. DOI: 10.1071/IS17080
- KRUG, P. J., K. HÄNDELER & J. VENDETTI. 2011. Genes, morphology, development and photosynthetic ability support the resurrection of *Elysia cornigera* (Heterobranchia: Plakobranchoidea) as distinct from the 'solar-powered' sea slug, *E. timida*. *Invertebrate Systematics* 25 (6): 477-489. DOI: 10.1071/IS11026
- KRUG, P. J., J. E. VENDETTI & A. VALDÉS. 2016. Molecular and morphological systematics of *Elysia* Risso, 1818 (Heterobranchia: Sacoglossa) from the Caribbean region. *Zootaxa* 4148 (1): 001-137. DOI: 10.11646/zootaxa.4148.1.1
- MARCUS, EV. & H. P. I. HUGHES. 1974. Opisthobranch molluscs from Barbados. *Bulletin of Marine Science* 24 (3): 498-532.
- MORENO, K. 2020. Phylogenetic systematics of the sea slug genus *Cyerce* Bergh, 1871 using molecular and morphological data. Master's Thesis. California State Polytechnic University, Pomona. USA. 149 p.
- NYBAKKEN, J. & G. McDONALD. 1981. Feeding mechanisms of west american nudibranchs feeding on Bryozoa, Cnidaria and Ascidiacea, with special respect to the rádula. *Malacologia* 20 (2): 439-449.
- OLMOS-GARCÍA, R. E., F. J. CRUZ-LÓPEZ & A. J. RAMÍREZ-VILLALOBOS. 2019. Lista actualizada de las especies y nuevos registros de gasterópodos en el arrecife "Verde", Veracruz, México. *Novitates Caribaea* 14: 147-156. DOI: <https://doi.org/10.33800/nc.v0i14.206>.
- ORNELAS-GATDULA, E., Y. CAMACHO-GARCÍA, M. SCHRÖDL, V. PADULA, Y. HOOKER, M. GOSLINER & A. VALDÉS. 2012. Molecular systematics of the "*Navanax aenigmaticus*" species complex (Mollusca, Cephalaspidea): coming full circle. *Zoologica Scripta* 41 (4): 374-385. DOI: 10.1111/j.1463-6409.2012.00538.x
- ORTEA, J., L. MORO & J. ESPINOSA. 1997. Nuevos datos sobre el género *Elysia* Risso, 1818 (Opisthobranchia: Sacoglossa) en el Atlántico. *Revista de la Academia Canaria de Ciencias* 9: 141-155.
- ORTEA, J. & J. TEMPLADO. 1988. Una nueva especie de *Cyerce* Bergh, 1871 (Opisthobranchia: Ascoglossa) de la Isla de Cuba. *IBERUS* 8 (1): 11-14.
- ORTIGOSA, D., E. LEMUS-SANTANA & N. SIMÕES. 2015. New records of 'opisthobranchs' (Gastropoda: Heterobranchia) from Arrecife Alacranes National Park, Yucatan, Mexico. *Marine Biodiversity Records* 8: 1-18. DOI: 10.1017/S1755267215000925
- ORTIGOSA, D., N. SIMÕES & G. CALADO. 2013. Seaslugs (Mollusca: Opisthobranchia) from Campeche Bank, Yucatan Peninsula, Mexico. *Thalassas* 29 (1): 59-75.
- ORTIGOSA, D. & N. SIMÕES. 2019. Sea slugs (Gastropoda: Heterobranchia) from two remote reefs of the Southern Gulf of Mexico: Cayo Arenas and Cayo Arcas. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 90: e902596. DOI: 10.22201/ib.20078706e.2019.90.2596

- ORTIZ-LOZANO, L., C. COLMENARES-CAMPOS & A. L. GUTIÉRREZ-VELÁZQUEZ. 2019. Arrecifes Sumergidos y su Relevancia para el Corredor Arrecifal del Suroeste del Golfo de México. *In: Granados-Barba A, L. Ortiz-Lozano, C. González-Gándara & D. Salas-Monreal (Eds). Estudios Científicos en el Corredor Arrecifal del Suroeste del Golfo de México.* Universidad Autónoma de Campeche. México. pp. 1-36. DOI: 10.26359/epomex.0319
- ORTIZ-LOZANO, L., H. PÉREZ-ESPAÑA, A. GRANADOS-BARBA, C. GONZÁLEZ-GÁNDARA, A. GUTIÉRREZ-VELÁZQUEZ & J. MARTOS. 2013. The Reef Corridor of the Southwest Gulf of Mexico: Challenges for its management and conservation. *Ocean & Coastal Management* 86: 22-32. DOI: 10.1016/j.ocecoaman.2013.10.006
- ROSENBERG, G., F. MORETZOHN & E. F. GARCÍA. 2009. Gastropoda (Mollusca) of the Gulf of Mexico. *In: Felder, D. L. & D. K. Camp (Eds). Gulf of Mexico-Origins, Waters, and Biota. Biodiversity.* Texas A&M Press, College Station. Texas. pp. 579- 699.
- SANVICENTE-AÑORVE, L., M. HERMOSO-SALAZAR, J. ORTIGOSA, V. SOLÍS-WEISS & E. LEMUS-SANTANA. 2012a. Opisthobranch assemblages from a coral reef system: the role of habitat type and food availability. *Bulletin of Marine Science* 88 (4): 1601-1074. DOI: 10.5343/bms.2011.1117
- Sanvicente-Añorve, L., V. Solís-Weiss, J. Ortigosa, M. Hermoso-Salazar & E. Lemus-Santana. 2012b. Opisthobranch fauna from the National Park Arrecife Alacranes, southern Gulf of Mexico. *Cahiers de Biologie Marine* 53 (4): 447-460.
- TUNNELL, J. W. 1974. Ecological and geographical distribution of Mollusca of Lobos and Enmedio Coral Reefs, Southwestern Gulf of Mexico. Doctoral dissertation. Texas A&M University. USA. 158 p.
- TUNNELL, J. W., N. BARRERA, C. R. BEAVER, J. DAVIDSON, J. E. GOURLEY, F. MORETZOHN, S. NAÑEZ-JAMES, J. J. PEARCE & M. E. VEGA. 2007. Checklist of the biota associated with southern Gulf of Mexico coral reefs and coral reef islands. GulfBase. Corpus Christi (TX): Harte Research Institute for Gulf of Mexico Studies, Texas A&M University-Corpus Christi.
- VALDÉS, A., E. BRESLAU, V. PADULA, M. SCHRÖLD, Y. CAMACHO, M. A. E. MALAQUIAS, J. ALEXANDER, M. BOTTOMLEY, X. G. VITAL, Y. HOOKER & T. M. GOSLINER. 2017. Molecular and morphological systematics of *Dolabrifera* Gray, 1847 (Mollusca: Gastropoda: Heterobranchia: Aplysiomorpha). *Zoological Journal of the Linnean Society* 184 (1): 31-65. DOI: 10.1093/zoolinnean/zlx099
- VALDÉS, A., J. HAMANN, D. BEHRENS & A. DUPONT. 2006. *Caribbean sea slugs. A field guide to the opisthobranch mollusks from the tropical northwestern Atlantic.* Sea Challengers Natural History Books. USA. 289 p.
- VITAL-ARRIAGA, X. G. 2016. Estructura comunitaria de moluscos Opisthobranchios en dos arrecifes del Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano. Tesis de Maestría. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 91 p.
- WoRMS Editorial Board (2021). World Register of Marine Species. Available online at: <http://www.marinespecies.org> (downloaded April 01, 2021).
- Zamora-Silva, A. & M. A. E. Malaquias. 2017. Molecular phylogeny of the Aglajidae head-shield sea slugs (Heterobranchia: Cephalaspidea): new evolutionary lineages revealed and proposal of a new classification. *Zoological Journal of the Linnean Society* 183 (1): 1-51. DOI: 10.1093/zoolinnean/zlx064
- ZAMORA-SILVA, A. & D. ORTIGOSA. 2012. Nuevos registros de opisthobranchios en el Parque Nacional Sistema Arrecifal Veracruzano, México. *Revista Mexicana de Biodiversidad* 83 (2): 359-369. DOI: 10.22201/ib.20078706e.2012.2.957

The effect of clearing and staining technique differentially affects morphometric and allometric analysis in fixed *Chloroscombrus chrysurus* (Perciformes: Carangidae) species

Efecto de la técnica de transparentación-tinción afecta diferencialmente el análisis morfométrico y alométrico en ejemplares fijados de *Chloroscombrus chrysurus* (Perciformes: Carangidae)

Dannya Shari Pérez Bautista, Jorge Ricardo Gersenowies Rodríguez*, José Ariel Olvera Ramos y Romeo Eduardo Loya Zurita

Recibido: 07 de noviembre de 2022.

Aceptado: 13 de marzo de 2023.

Publicado: abril de 2023.

ABSTRACT

Background. In morphometric and allometric analysis, the degree of variation attributable to non-biological causes is ignored. The effects of this variation on subsequent statistical analyzes are unknown. It is unclear whether sample conservation induces substantial variation in shape and whether such variation affects subsequent statistical inference and interpretation. Therefore, in fish skeletal studies, fish are routinely prepared for osteological studies using a common procedure known as clearing and staining, but clearing samples are frequently measured after this process. In various studies it has been determined that the fixation of fishes produces deformation, with a decrease in the size, but the effect has not been evaluated process of clearing-staining on the morphometric and allometric analysis **Objective.** Determine the effect of the clearing and staining process on the morphometric and allometric analyses. **Methods.** Thirty-three specimens of the species *Chloroscombrus chrysurus* (Linnaeus, 1766) previously fixed within 10% formalin. These were measured before and after the clearing process and alizarin red S staining. Three shape analyzes were applied: morphometric analysis, deformation analysis and allometric analysis. Only the statistically significant results were used. **Results.** It was found that the procedure affected 90% of the morphometric indices, as well as 90.9% of the morphometric measurements, where 54.5% decreased and 36.4% increased. With respect to the allometric analysis, 80% of the length-length relationships remain the same. **Conclusions.** The clearing and staining process affects *C. chrysurus*'s morphological variation, determined by the morphometric analysis variables using morphometric and allometric methods.

Keywords: Allometry, Anatomical deformation, Clearing, Morphometry, Osteichthyes

RESUMEN

Antecedentes. En la mayoría de los análisis morfométricos y alométricos se ignora el grado de variación atribuible a causas no biológicas, los efectos de esta variación en los análisis estadísticos posteriores se desconocen. No está claro si la conservación de la muestra induce una variación sustancial en la forma y si dicha variación afecta la inferencia estadística posterior. En los estudios osteológicos, los peces se preparan rutinariamente utilizando un procedimiento conocido comúnmente como transparentación-tinción. Sin embargo, las muestras se miden con frecuencia después de este procedimiento. En diversos estudios se ha determinado que la fijación de peces produce deformación, con disminución del tamaño, pero no se ha evaluado el efecto del proceso de transparentación-tinción en el análisis morfométrico y alométrico. **Objetivo.** Determinar el efecto del proceso de transparentación-tinción en la cuantificación de la variación morfológica a partir de análisis morfométricos. **Métodos.** Se utilizaron 33 especímenes de la especie *Chloroscombrus chrysurus* (Linnaeus, 1766), previamente fijados en formal al 10%, se midieron antes y después de ser transparentados y teñidos con rojo de alizarina "S". Se llevaron a cabo tres análisis: análisis morfométrico, análisis de deformación y análisis alométrico. Para el reporte solo se tomaron en cuenta los parámetros

Laboratorio de Anatomía Animal Comparada, Unidad de Morfología y Función, Facultad de Estudios superiores Iztacala, Universidad Nacional Autónoma de México. Avenida de los Barrios número 1, Colonia Los Reyes Ixtacala, Tlalnepanitla, Estado de México, 54090, México

*Corresponding author:

Jorge Ricardo Gersenowies Rodríguez:
e-mail: ajrgersenowies@gmail.com

To quote as:

López-Valdez, M. L., H. S. Espinosa-Pérez & A. L. báñez.

Pérez Bautista, D. S., J. R. Gersenowies Rodríguez, J. A. Olvera Ramos & R. E. Loya Zurita. 2023. The effect of clearing and staining technique differentially affects morphometric and allometric analysis in fixed *Chloroscombrus chrysurus* (Perciformes: Carangidae) species. *Hidrobiológica* 33 (1): 51-57.

DOI:10.24275/uam/izt/dcb/hidro/2023v33n1/Gersenowies

estadísticamente significativos. **Resultados.** Se encontró que el procedimiento afectó el 90% de los índices morfométricos, así como el 90.9% de las medidas morfométricas, donde el 54.5% disminuyó y el 36.4% aumentó. Con respecto al análisis alométrico se obtuvo que el 80% de las relaciones longitud-longitud son iguales. **Conclusiones.** El proceso de transparentación-tinción influye en la variación morfológica de *C. chrysurus* y está determinada a partir del análisis de las variables morfométricas usando métodos morfométricos y alométricos.

Palabras clave: Alometría, Deformación anatómica, Morfometría, Osteichthyes, Transparentación.

INTRODUCTION

Linear dimension shrinkage is a rather important concern in morphometric studies conducted on fixed specimens (Cutts, 1988; Beger, *et al.*, 2020). Therefore, the effects of fixation are reported as limitations in numerous studies (Cutts, 1988; Beger, *et al.*, 2020). There are few studies analyzing the dimensional change effects of fixative solutions on specimens and the effect on morphometry and allometry analysis (Cutts, 1988; Vergara-Solana *et al.*, 2014; Sotola *et al.*, 2019).

Formalin solution at 10% is one of the most convenient and commonly used fixative solutions used for cadaver and tissue fixation without much modification since 1893 (Brenner, 2014). Formaldehyde is an excellent fixative, disinfectant, and antiseptic; however, it causes discoloring, loss of consistency and flexibility, and represents a risk to public and environmental health (Brenner, 2014; Wolkoff & Nielsen, 2010). It is known that the preservation of linear dimensions is reduced by the fixation of the specimens, reaching 2-10% of the initial value (Parker, 1963). For instance, in the specific case of preservation of the external morphology of fish, some studies have described significant effects of preservation by freezing and long-term storage in a 10% formalin solution (Berbei-Filho *et al.*, 2013). In contrast, others have claimed no effect on preservation (Larochelle *et al.*, 2016) or with deformities so minimal that they don't cause confusion between species (Vergara-Solana *et al.*, 2014).

There is evidence that preservation produces only minor effects in different analyzes of shape variation; even using a mixture of differently preserved specimens has a relatively small effect in subsequent analyzes (Fruciano *et al.*, 2020). In ichthyology and fisheries research, fish are routinely prepared for osteological studies using a common full-mount procedure known as clearing and staining (Dingerkus & Uhler, 1977). Samples are frequently measured after this process (Mabee & Trendler, 1996). In research on the biology of skeletal development, they also clear and stain fish to study skeletal growth (Schilling *et al.*, 1996) and heterochrony (Strauss, 1990). Similarly, samples are often measured after clearing and staining. Although, it is well documented that fish shrink relative to their living length when fixed in formalin or ethanol (Rosenthal *et al.*, 1978; Hjørleifsson & Klein-MacPhee, 1992), and those small specimens shrink relatively more than larger specimens (Radtko, 1989). It is unknown if clearing and dyeing affect fish length.

In an interesting investigation, Mabee *et al.* (1998) determine whether the process of clearing and staining has a significant effect on fish length. Repeated-length measurements were made on individual specimens of laboratory-reared *Tilapia mossambica* while life, after formalin fixation and ethanol storage (2 days and 30 days), and finally

after clearing and staining. These results show that clearing and staining cause significant shrinkage (3-6%). In contrast to previous studies showing that small specimens shrink relatively more than larger ones when fixed in formalin or ethanol, they found that larger fish shrink relatively more than smaller ones when subsequently cleared and stained. They provide regression equations that relate cleared-and-stained lengths to fresh or fixed.

However, nothing has been done about the effect of the alizarin red "S" staining and clearing technique on the morphometric and allometric analysis. Hence, this study analyzes the effect on long-time previously fixed specimen's morphology, issue lacking evidence but useful for several collections that usually store their specimens this way.

MATERIALS AND METHODS

Sample: Thirty-three specimens of *Chloroscombrus chrysurus* (Linnaeus, 1766), with a previously fixed for 23 years in a 10% formalin solution, were washed in tap water for a day (24 hours). Morphometric measurements were taken according to the Morphometric Measurements for Advanced Species Identification from the FishBase (MMASI) (Fig. 1). The morphometric measurements of all specimens were registered on the left side of the fish body. All measurements for the fish lengths were recorded in the laboratory using a digital caliper (FUMETA mod. XSW-81390102-P) with a precision of 0.01 mm. For data control, the same person takes both measures with even the same digital caliper, thus minimizing systematic error.

Clearing and staining: The skin, eyes, and viscera were removed, then we cleared and stained the bone (alizarin red "S") following the method of Hollister (1934) with modifications. This process involved staining for bone (alizarin red 0.1% in 4% KOH) for 24 hours, tissue digestion in 4% KOH for 4 to 8 weeks, depending on specimen size, clearing them in glycerin solutions (40, 60, 80 and 90 %) one day for each solution and storing them in 100% glycerin (Fig. 2). All specimens were deposited at Laboratorio de Anatomía Animal Comparada UMF-FES Iztacala-UNAM. MMASI were adapted to *C. chrysurus* in this study (Figure 1).

Morphometric analysis: The data of morphometric measurements were transformed into an index with the formula of Schindler and Schmidt (2006) in Microsoft Excel ® as follows:

$$Index = \frac{Mm}{TL}, \text{ Equation (1)}$$

Where: Mm = morphometric measurements data, TL = total length.

All indexes were analyzed using STATISTICAL software version 10. Then the mean and standard deviation for all the fixed and clearing specimens was carried out, followed by a paired t-test.

Deformation analysis: Microsoft Excel ® used to transform Sotola *et al.* (2019) equation into deformation percent as follows:

$$Deformation = \left(\frac{Mm_{ci} - Mm_{fi}}{Mm_{fi}} \right) \times 100, \text{ Equation (2)}$$

Where: Mm_{ci} = morphometric measurements data of clearing specimen, Mm_{fi} = morphometric measurements data of fixed specimen.

Deformation's mean and standard deviation from fixed and clearing specimens were calculated using STATISTICAL version 10.0, followed by one-sample t-test.

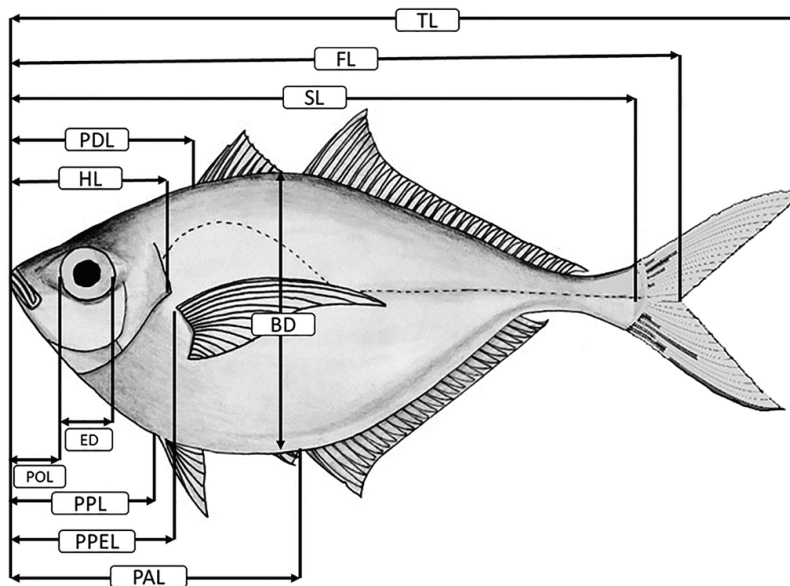


Figure 1. Morphometric Measurements for Advanced Species Identification from FishBase, adapted to the scheme of *Chloroscombrus chrysurus*. Nomenclature: Total Length (TL); Standard Length (SL); Fork Length (FL); Head Length (HL); Pre-anal Length (PAL); Pre-dorsal Length (PDL); Pre-pectoral Length (PPEL); Pre-pelvic Length (PPL); Eye Diameter (ED); Pre-orbital Length (POL); Max. Body Depth (BD). MMASI adapted from <https://www.fishbase.se/identification/MorphometricsAdvanced/centimeters/index.php>.

Allometric analysis: Allometric growth of clearing and fixed specimens was calculated as a power function of TL, using the data of the measured morphometric characteristics with the following model of Froese (2006) as follows:

$$y = ax^b$$

where “y” is the measured character, “a” is the intercept, “x” is the TL, and “b” is the allometric growth coefficient (Fuiman, 1983). Regarding the specific morphological characteristics, the measured morphometric was compared with TL, and isometric growth was determined when $b = 1$ for length. Positive allometric growth was determined when $b > 1$, corresponding to a higher growth rate than TL, while negative allometric growth was determined when $b < 1$. Linear regression analysis was performed on the log transformed data according to (Zar, 2014).

Regression analyses calculated with STATISTICAL software version 10.0. Once t-tested, were contrasted to 1-value for type of allometric growth (Zar, 2014).

RESULTS

Obtaining data:

Fixed specimens. The MMASI of each fixed specimen were obtained ($n = 33$; TL = 107.8-148.1 mm; FL = 95.3-129.7mm; SL = 89.1-121.5 mm POL= 5.3-9.8 mm, HL= 22.4-29.9 mm, ED = 7-8.9 mm, BD = 37.4-50.5mm, PDL= 28.8-42.8 mm; PPL = 32.5-45.2 mm; PAL = 33-44.1 mm; PPEL = 28.5-39.9 mm). A database was built in Excel ® using these measurements to obtain the different values of the morpho-

metric indices using the equation (1) ($n = 33$; FL/TL = 0.8055-0.9603; SL/TL = 0.7922-0.8861; POL/TL = 0.0492-0.0865, HL/TL = 0.2019-0.2374, ED/TL= 0.0592-0.0759, BD/TL = 0.3276-0.3801, PDL/TL = 0.2459-0.3784 ; PPL/TL = 0.2889-0.3539; PAL/TL = 0.2918-0.3689; PPEL/TL= 0.2403-0.2946). For each one, we obtained the mean, standard deviation, and coefficient of variation (see Table 1).

Clearing specimens. An Excel ® MMASAI database was built for each clearing specimen ($n = 33$; TL = 111-146.9 mm; FL = 95.5-130.5 mm; SL = 84.5-113 mm; POL = 8.6-13 mm, HL = 19.3-26.2 mm, ED = 5.5-8 mm, BD = 36.1-47.2 mm, PDL = 31-42.7 mm, PPL= 31-40.8 mm; PAL = 36.6-48.5 mm; PPEL = 24.4-37.4 mm). Equation (1) – based morphometric indices Excel ® database as follows ($n = 33$; FL/TL= 0.8521-0.9199; SL/TL=0.7318-0.8339; POL/TL= 0.06470-0.1048; HL/TL = 0.1623-0.2175, ED/TL = 0.0460-0.064, BD/TL = 0.3118-0.3505, PDL/TL = 0.2712-0.3163, PPL/TL = 0.2777 -0.3159; PAL/TL = 0.295-0.3718; PPEL/TL = 0.1946-0.2642); mean, standard deviation and coefficients of variation in Table 1.

Morphometric analysis. The paired student’s t-test was applied for each MMASI to verify if there were significant differences between the morphometric indices. Results and observed probability were placed in Table 1.

Deformation analysis. The deformation percentage was obtained from the MMASI using equation (2) ($n = 33$, % strain for; FL= -6.51% to 12.93%; SL = -8.02% to 11.41%; POL = -14.01% to 9.97%, HL = -4.08% to 95.16%, ED = -28.25% to 0%, BD = -16.99% to 9.9%, PDL = -16.59% to 29.17%, PPL = -17.46% to 15.77%, PAL = -11.85% to 23.87%, PPEL = -23.7% to 3.7). The paired student’s t-test was applied for each deformation to verify if there were significant differences. Results and observed probability were placed in Table 2.

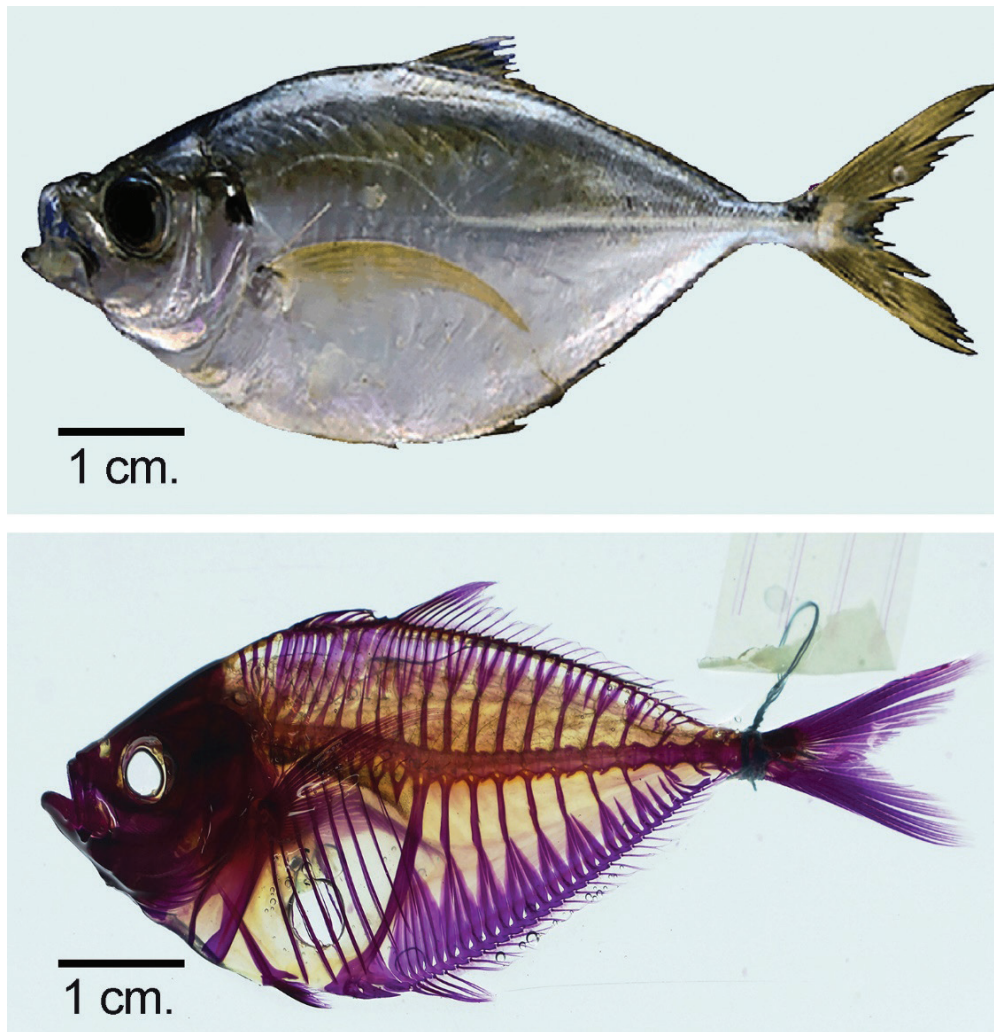


Figure 2. Specimens of *Chloroscombrus chrysurus*. The upper figure represents a fixed specimen, and the lower is a clearing. Scale bar: 1 cm.

Allometric analysis. Linear regression analysis was carried out on MMASI –Log transformed- fixed vs. clearing specimen's LT values. Notably, only clearing's Log LT vs Log PDL correlation was not significant. Student's t-test on allometric coefficients (Zar, 2014) comparisons as follows: near 1-value denotes isometric, meaning not- significant differences; $t < 0$ plus significant differences, there is negative allometry and $t > 0$ with significant differences indicates positive allometry (Table 3).

DISCUSSION

Non-significant index (PDL/TL; $p > 0.05$) and Bonferroni-significant indexes (meaning two increase (POL/TL, PAL/TL ; $p < 0.001$) and seven decrease (FL/TL, SL/TL, HL/TL, ED/TL, BD/TL, PPL/TL, PPEL/TL; $p < 0.001$) (Table 1) have no comparison with those reported in the literature, but nonetheless, provides evidence that process of clearing and staining affects the index and, thus, identification of the species of clearing specimens when using morphometrics indexes. Interestingly,

the coefficients of variation (CV) are always less than 20%, a condition considered to be typical of the morphological variation of vertebrates by several authors (Yablokov; 1974; Lander, 1977; Polly, 1998). Thus, while there are changes in the morphometric indices, the morphological variation remains within the expected values.

Respect to morphometric measurements, one showed no significant deformations (FL, $p > 0.05$), those of three increased significantly (TL, $p < 0.05$; PAL, $p < 0.01$; POL, $p < 0.001$) and seven decreased significantly too SL, PPL, $p < 0.05$; BD, $p < 0.01$; HL, ED, PDL, PPEL, $p < 0.001$) (Table 2); these results coincide with those reports from many authors (Parker, 1963; Cutts, 1988; Sotola *et al.*, 2019; Beger, *et al.*, 2020) on the decrease in measurements from 2.46% to 19.5%, the increases are not previously reported, but increase in TL of 2.53% is similar to the decrease reported during fixation. However, it is observed that the clearing and staining process affects the morphometric measurements, producing a significant reduction.

Table 1. Morphometric analysis for the *Chloroscombrus chrysurus* (Linnaeus, 1766) measurements.

Index	Fixed			Clearing			T	Effect
	Mean	SD	CV	Mean	SD	CV		
FL/TL	0.8937	0.0263	2.94	0.8805	0.0146	1.65	-3.0053***	↓
SL/TL	0.8248	0.0226	2.74	0.7841	0.0218	2.776	-8.5549***	↓
POL/TL	0.0643	0.0072	11.15	0.0864	0.0094	10.93	11.278***	↑
HL/TL	0.2189	0.0085	3.88	0.1827	0.0119	6.52	-14.0531***	↓
ED/TL	0.068	0.0047	6.92	0.0533	0.0046	8.62	-13.9622***	↓
BD/TL	0.3546	0.0129	3.63	0.329	0.0103	3.13	-8.819***	↓
PDL/TL	0.2905	0.0232	7.99	0.2946	0.0488	16.57	0.4641 ^{ns}	↔
PPL/TL	0.3119	0.01729	5.52	0.2943	0.0093	3.17	-5.3845***	↓
PAL/TL	0.3307	0.0184	5.56	0.3408	0.0152	4.47	2.4242*	↑
PPEL/TL	0.2695	0.0101	3.75	0.2392	0.0152	6.34	-9.8879***	↓

Nomenclature: SD = Standard deviation; CV = Variation coefficient; T = value of the t-test of Students; ns = not significant; *= $p < 0.05$; **= $p < 0.01$; ***= $p < 0.001$; ↔: no change; ↑: increase; ↓: decrease; Total Length (TL); Fork Length (FL); Standard Length (SL); Pre-orbital Length (POL); Head Length (HL); Eye Diameter (ED); Max. Body Depth (BD); Pre-dorsal Length (PDL); Pre-pelvic Length (PPL); Pre-anal Length (PAL); Pre-pectoral Length (PPEL). MMASI adapted from <https://www.fishbase.se/identification/MorphometricsAdvanced/centimeters/index.php>

The general allometry analysis aims for a general isometric growth (Log TL vs Log SL, Log TL vs Log HL, Log TL vs Log BD, Log TL vs Log PDL, Log TL vs Log PPL, Log TL vs Log PAL, Log TL vs Log PPEL, all growths are the same between clearing specimens and fixed specimens (Table 3), an expected fact when establishing length-length relationships without shape change as reported by several authors (Moutopoulos & Stergiou, 2002; Froese, 2006; Simon & Mazlan, 2008; Shin, *et al.*, 2022).

In the clearing specimens, one relation without correlation was presented (Log TL vs. Log POL). However, in the fixed samples an isometric growth for POL and a negative allometric growth for ED are shown. This observation where the eyes get smaller as they get larger is a phenomenon known for centuries as Haller's rule of eye allometry. This rule states that smaller animals have larger eyes than larger ones (McMahon & Bonner, 1983). Based on the results obtained here, the clearing and staining procedure affects the allometric analysis to a lesser degree.

In conclusion, the procedure of clearing and staining with alizarin red produce a body fish morphology deformation, as revealed by the morphometric measurements analyzed. However, it affects the allometric analysis to a lesser degree. Hence, when performing morphometric analysis of long-fixed specimens cleared and stained with alizarin red "S", care must be taken. Nonetheless, the allometric analysis provides more reliable results.

ACKNOWLEDGE

This work was carried out in the Laboratorio de Anatomía Animal Comparada of the Unidad de Morfología y Función (UMF) of the Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM.

Table 2. Deformation analysis for the morphometric measurements of *Chloroscombrus chrysurus* (Linnaeus, 1766).

Morphometric measurement	Deformation Mean in %	SD	T	Effect
TL	2.53	4.5343	3.2037**	↑
FL	1.0583	4.6521	1.3068 ^{ns}	↔
SL	-2.46	5.659	-2.4939*	↓
POL	39.12	20.6165	10.8984***	↑
HL	-14.42	5.9938	-13.8193***	↓
ED	-19.5	8.3369	-13.438***	↓
BD	-4.76	5.9992	-4.5575**	↓
PDL	7.1642	9.7061	4.2402***	↑
PPL	-3.06	6.4295	-2.7359*	↓
PAL	5.94	8.7626	3.893**	↑
PPEL	-8.89	7.3823	-6.9181***	↓

Nomenclature: SD = Standard deviation; T = value of the t-test of Students; ns = not significant; *= $p < 0.05$; **= $p < 0.01$; ***= $p < 0.001$; ↔= no change; ↑= increase; ↓= decrease; Total Length (TL); Fork Length (FL); Standard Length (SL); Pre-orbital Length (POL); Head Length (HL); Eye Diameter (ED); Max. Body Depth (BD); Pre-dorsal Length (PDL); Pre-pelvic Length (PPL); Pre-anal Length (PAL); Pre-pectoral Length (PPEL). MMASI adapted from <https://www.fishbase.se/identification/MorphometricsAdvanced/centimeters/index.php>.

Table 3. Allometric analysis for the morphometric measurements of *Chloroscombrus chrysurus* (Linnaeus, 1766), taking TL as the independent variable.

Fixed specimens					
Log TL vs	a	b	r	T	Observed allometry
Log FL	0.9139	1.3472	0.8930***	-1.0414 ^{ns}	Isometric
Log SL	1.0377	0.6887	0.9259***	0.4962 ^{ns}	Isometric
Log POL	0.9558	0.0790	0.4889*	-0.1444 ^{ns}	Isometric
Log HL	0.8362	0.4778	0.8167***	-1.5436 ^{ns}	Isometric
Log ED	0.3216	1.7261	0.3506*	-4.3977**	Negative allometric
Log BD	0.9836	0.3832	0.8652***	-0.1602 ^{ns}	Isometric
Log PDL	0.8094	0.7192	0.5591***	-0.8844 ^{ns}	Isometric
Log PPL	0.8423	0.6606	0.7087***	-1.0468 ^{ns}	Isometric
Log PAL	0.7661	1.0079	0.6691***	-1.5306 ^{ns}	Isometric
Log PPEL	0.9863	0.2875	0.8564***	-0.1285 ^{ns}	Isometric
Clearing specimens					
Log TL vs	a	b	r	T	observed allometry
Log FL	1.0833	0.5905	0.9728***	1.7971 ^{ns}	Isometric
Log SL	1.0498	0.6173	0.9173***	0.6091 ^{ns}	Isometric
Log POL	0.3562	1.8815	0.2050 ^{ns}	-----	-----
Log HL	0.8616	0.3540	0.6376***	-0.7400 ^{ns}	Isometric
Log ED	0.7957	0.1413	0.4985*	-0.8219 ^{ns}	Isometric
Log BD	0.9889	0.3468	0.8880***	-0.1208 ^{ns}	Isometric
Log PDL	0.9471	0.389	0.8563***	-0.5156 ^{ns}	Isometric
Log PPL	0.8718	0.5438	0.8652***	-1.4124 ^{ns}	Isometric
Log PAL	0.9308	0.4744	0.7803***	-0.5166 ^{ns}	Isometric
Log PPEL	0.9412	0.3165	0.6596***	-0.3051 ^{ns}	Isometric

Nomenclature: a = allometric coefficient, b = y-intercept, r = correlation coefficient, T = value of the t-test of Students, ns = not significant; * p<0.05; **p<0.01; ***=p<0.001; Total Length (TL); Fork Length (FL); Standard Length (SL); Pre-orbital Length (POL); Head Length (HL); Eye Diameter (ED); Max. Body Depth (BD); Pre-dorsal Length (PDL); Pre-pelvic Length (PPL); Pre-anal Length (PAL); Pre-pectoral Length (PPEL). MMASI adapted from <https://www.fishbase.se/identification/MorphometricsAdvanced/centimeters/index.php>.

REFERENCES

- BEGER, O., M. İ. KARAGÜL, T. KOÇ, G. KAYAN, A. CENGİZ, Ş. N. YILMAZ & Z. K. ÖLGÜNÜS. 2020. Effects of different cadaver preservation methods on muscles and tendons: a morphometric, biomechanical, and histological study. *Anatomical science international* 95 (2): 174-189. DOI: 10.1007/s12565-019-00508-z
- BERBEI-FILHO W.M, U.P. JACOBINA, & P.A. MARTINEZ. 2013. Preservation effects in geometric morphometric approaches: freezing and alcohol in a freshwater fish. *Ichthyological Research* 60 (3): 268-271. DOI: 10.1007/s10228-013-0339-x
- BRENNER, E. 2014. Human body preservation-old and new techniques. *Journal of Anatomy* 224:316-344. <https://doi.org/10.1111/joa.12160>
- CUTTS A. 1988 Shrinkage of muscle fibres during the fixation of cadaveric tissue. *Journal of Anatomy* 160: 75-78.

- DINGERKUS, G., & L. D. UHLER. 1977. Enzyme clearing of alcian blue stained whole small vertebrates for demonstration of cartilage. *Stain technology* 52 (4): 229-232. DOI: 10.3109/10520297709116780
- FROESE, R. 2006. Cube law, condition factor and weight-length relationships: history, meta-analysis and recommendations. *Journal of applied ichthyology* 22 (4): 241-253. DOI: 10.1111/j.1439-0426.2006.00805.x
- FRUCIANO, C., D. SCHMIDT, M. M. RAMÍREZ SANCHEZ, W. MOREK, Z. AVILA VALLE, I. TALJANČIĆ, C. PECORARO & A. SCHERMANN LEGIONNET. 2020. Tissue preservation can affect geometric morphometric analyses: a case study using fish body shape. *Zoological Journal of the Linnean Society* 188 (1): 148-162. DOI: 10.1093/zoolinnean/zlz069
- Fuiman, L. A. 1983. Growth gradients in fish larvae. *Journal of fish biology* 23 (1): 117-123. DOI: 10.1111/j.1095-8649.1983.tb02886.x
- Hjoelleifsson, E., & Klein-MacPhee, G. 1992. Estimation of live standard length of winter flounder *Pleuronectes americanus* larvae from formalin-preserved, ethanol-preserved and frozen specimens. *Marine Ecology Progress Series. Oldendorf*, 82(1), 13-19.
- HOLLISTER, G. 1934. Clearing and dyeing fishes for bone study. *Zoologica* 12: 89-101. DOI: 10.5962/p.203729
- LANDER, R. 1977. On comparing coefficients of variation. *Systematic Zoology* 26 (2): 214-217. DOI: 10.2307/2412845
- LAROCHELLE, C. R., F. A. PICKENS, M. D. BURNS & B. L. SIDLAUSKAS. 2016. Long-term isopropanol storage does not alter fish morphometrics. *Copeia* 104 (2): 411-420. DOI: 10.1643/CG-15-303
- LINNAEUS, C. 1766. *Systema naturae per regna tria naturae: secundum classes, ordines, genera, species, cum characteribus, differentiis, synonymis, locis*. Ed. 12. 1., Regnum Animale. 1 & 2. Holmiae [Stockholm], Laurentii Salvii. pp. 1-532 [1766] pp. 533-1327 [1767].
- MABEE, P. M. & T. A. TRENDLER. 1996. Development of the cranium and paired fins in *Betta splendens* (Teleostei: Perciformes): intraspecific variation and interspecific comparisons. *Journal of Morphology* 227 (3): 249-287. DOI: 10.1002/(SICI)1097-4687(199603)227:3<249:AID-JMOR1>3.0.CO;2-1
- McMAHON, T. A. & J. T. BONNER. 1983. *On size and life*. Scientific American Books, USA. 255 p.
- MOUTOPOULOS, D. K. & K. I. STERGIU. 2002. Length-weight and length-length relationships of fish species from the Aegean Sea (Greece). *Journal of Applied Ichthyology* 18 (3): 200-203. DOI: 10.1046/j.1439-0426.2002.00281.x
- PARKER, R. R. 1963. Effects of formalin on length and weight of fishes. *Journal of the Fisheries Board of Canada*, 20(6), 1441-1455. DOI: 10.1139/f63-098
- POLLY, P.D. 1998. Variability in mammalian dentitions: size-related bias in the coefficient of variation. *Biological Journal of the Linnean Society* 64 (1): 83-99. DOI: 10.1111/j.1095-8312.1998.tb01535.x
- RADTKE, R. L. 1989. Larval fish age, growth, and body shrinkage: information available from otoliths. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, 46(11), 1884-1894. DOI: 10.1139/f89-237
- Rosenthal, H., D. Kuhlmann & O. Fukuhara. 1978. Shrinkage of newly hatched larvae of the Red Sea bream (*Chrysophrys malor Temminck & Schlegel*) preserved in formalin. *Archiv für Fischereiwissenschaft* 29: 59-63.
- SCHILLING, T. F., T.PIOTROWSKI, H. GRANDEL, M. BRAND, C. P. HEISENBERG, Y. J. JIANG, D. BEUCHLE, M. HAMMERSCHMIDT, D. A. KANE & C. NUSSLEIN-VOLHARD. 1996. Jaw and branchial arch mutants in zebrafish I: branchial arches. *Development* 123 (1): 329-344. DOI: 10.1242/dev.123.1.329
- SCHINDLER, I. & J. SCHMIDT. 2006. Review of the mouthbrooding *Betta* (Teleostei, Osphronemidae) from Thailand, with descriptions of two new species. *Zeitschrift für Fischkunde* 8 (1/2): 47-69.
- SHIN, M. G., Y. W. RYU, Y. H. CHOI & S. K. KIM. 2022. Morphological and Allometric Changes in *Anguilla japonica* Larvae. *Biology* 11 (3): 407. DOI: 10.3390/biology11030407
- Simon, K. D. & A. G. Mazlan. 2008. Length-weight and length-length relationships of archer and puffer fish species. *The Open Fish Science Journal* 1 (1): 19-22. DOI: 10.2174/1874401X00801010019
- Sotola, V. A., C. A. Craig, P. J. Pfaff, J. D. Maikoetter, N. H. Martin & T. H. Bonner. 2019. Effect of preservation on fish morphology over time: Implications for morphological studies. *PLoS one* 14 (3): e0213915. DOI: 10.1371/journal.pone.0213915
- STRAUSS, R. E. 1990. Heterochronic variation in the developmental timing of cranial ossifications in poeciliid fishes (Cyprinodontiformes). *Evolution*, 44(6), 1558-1567. <https://doi.org/10.1111/j.1558-5646.1990.tb03846.x>
- VERGARA-SOLANA, F. J., GARCÍA-RODRÍGUEZ, F. J., & DE LA CRUZ-AGÜERO, J. 2014. Effect of preservation procedures on the body shape of the golden mojarra, *Diapterus aureolus* (Actinopterygii: Perciformes: Gerreidae), and its repercussions in a taxonomic study. *Acta Ichthyologica et Piscatoria*, 44 (1): 65-70. DOI: 10.3750/AIP2014.44.1.08
- WOLKOFF P & G.D. NIELSEN. 2010. Non-cancer effects of formaldehyde and relevance for setting an indoor air guideline. *Environment International* 36 (7): 88-799. DOI: 10.1016/j.envint.2010.05.012
- YABLOKOV A.V. 1974. *Variability of Mammals*. New Delhi: Amerind Publishing Company, New Delhi. 1-22 p.
- ZAR, J. H. 2014. *Comparing simple linear regression equations*. Biostatistical analysis, 5 edition, USA. 387-345p.

Cambios en el uso del suelo afectan la calidad del agua y la concentración de clorofila en arroyos tropicales

Land use changes affect water quality and chlorophyll concentration in tropical streams

Aldo Vinicio Hernández Falconi¹, María Mercedes Castillo¹, Manuel Mendoza Carranza¹, Aarón Jarquín Sánchez¹
y Rodimiro Ramos Reyes²

Recibido: 04 de noviembre de 2022.

Aceptado: 22 de marzo 2023.

Publicado: abril de 2023.

RESUMEN

Antecedentes: En el sureste mexicano, la conversión de bosques hacia usos de suelo agrícola y de pastizales experimentada en las últimas décadas puede afectar el funcionamiento de ríos y arroyos. **Objetivo:** estudiar la influencia del cambio de uso de suelo a diferentes escalas espaciales (cuenca y zona ribereña) sobre la calidad del agua y la clorofila bentónica en arroyos de la sierra de Chiapas y Tabasco. **Métodos:** Se realizaron muestreos mensuales durante 13 meses para medir las variables fisicoquímicas y recolectar muestras para determinar las concentraciones de nutrientes, sólidos suspendidos y clorofila bentónica en ocho arroyos con diferentes tipos de uso de suelo (bosque, pasto, uso mixto) en la cuenca baja del río Grijalva. Se compararon estadísticamente las variables estudiadas entre categorías de uso de suelo y épocas del año, y se analizó la relación entre calidad de agua y el uso del suelo a diferentes escalas. **Resultados:** Los arroyos de bosque presentaron menor temperatura, pH, conductividad y concentraciones de fósforo y clorofila, así como mayor concentración de oxígeno y porcentaje de materia orgánica suspendida que los arroyos de pasto y uso mixto. También se observó menor dispersión temporal en los valores de las variables de los arroyos de bosque a lo largo del año. Se encontró que las variaciones en calidad de agua se asocian a variables a escala de cuenca (bosque, pasto y vegetación secundaria) y zona ribereña (pasto y vegetación secundaria). **Conclusiones:** Cambios en el uso del suelo a escala de cuenca y ribereña pueden afectar la calidad del agua y el funcionamiento de los arroyos en la sierra de Tabasco y Chiapas, por lo que acciones de conservación y restauración, incluyendo reforestación, deben considerar ambas escalas.

Palabras clave: Arroyos tropicales, deforestación, Grijalva, nutrientes, zona ribereña

ABSTRACT

Background: Forest conversion to agriculture and pasture that has occurred in the last decades in southern Mexico can affect the ecological functioning of rivers and streams. **Objective:** to investigate how land use change at different scales (catchment and riparian zone) influences water quality and benthic chlorophyll in streams of the Chiapas and Tabasco mountains. **Methods:** Over a period of 13 months, water physicochemical variables were measured, and samples were collected for the determination of nutrients, suspended solids, and benthic chlorophyll in eight streams encompassing different land use and cover in the Puyacatengo, Pichucalco, and Teapa sub-basins of the Grijalva watershed. The study variables were statistically compared among land use categories and seasons and the relationship with land use at different scales was analyzed. **Results:** Streams draining forested areas showed lower water temperature, conductivity, pH, and phosphorus and benthic chlorophyll concentrations than streams in pasture and mixed land use categories. Forest streams also showed a greater proportion of suspended organic matter and dissolved oxygen concentration than the more disturbed streams. Temporal dispersion of values for stream variables at the forest sites was lower than at pasture and mixed-land use streams. Variation in water quality was related to land use variables at the catchment (forest, pasture, and secondary vegetation) and riparian (pasture and secondary vegetation) scales. **Conclusions:** Land use changes at the catchment and riparian scales can affect water quality and the functioning of streams in the mountains of Tabasco and Chiapas, and thus conservation and restoration actions, including reforestation, must be implemented at both scales.

Keywords: Deforestation, Grijalva, nutrients, riparian zone, tropical streams

¹ Departamento de Ciencias de la Sustentabilidad, El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Villahermosa. Carretera Villahermosa-Reforma km 15.5, Ranchería Guineo 2da sección, Villahermosa, Tabasco, CP 86280, México

² Departamento de Observación y Estudio de la Tierra, la Atmósfera y el Océano, El Colegio de la Frontera Sur, Unidad Villahermosa. Carretera Villahermosa-Reforma km 15.5, Ranchería Guineo 2da sección, Villahermosa, Tabasco, CP 86280, México

*Corresponding author:

María Mercedes Castillo: e-mail: mmcastillo@ecosur.mx

To quote as:

Hernández Falconi, A. V., M. M. Castillo, M. Mendoza Carranza, A. Jarquín Sánchez & R. Ramos Reyes. 2023. Cambios en el uso del suelo afectan la calidad del agua y la concentración de clorofila en arroyos tropicales. *Hidrobiológica* 33 (1): 59-72.

DOI: 10.24275/uam/izt/dcbshidro/2023v33n1/ Castillo

INTRODUCCIÓN

A escala global la alteración de la vegetación nativa debido a las actividades antropogénicas es uno de los principales factores que propician la degradación de los ecosistemas de ríos y arroyos (Giri & Qiu, 2016; Su *et al.*, 2016; de Mello *et al.*, 2018). La demanda por los recursos naturales, el suministro de agua, la urbanización y la producción agrícola han intensificado el cambio de uso de suelo que lleva a la conversión de vegetación nativa a usos de suelo antrópico (Rodríguez-Romero *et al.*, 2018; Song *et al.*, 2020). Esta conversión genera cambios en las variables físicas y químicas del agua de ríos y arroyos, que repercuten en la biota acuática y los servicios ambientales que brindan estos ecosistemas (Jujnovsky *et al.*, 2010; Giri & Qiu, 2016).

Los efectos del cambio de uso de suelo en la calidad del agua de los ríos y arroyos son espacialmente heterogéneos y complejos ya que dependen de la escala en la que ocurren (Roth *et al.*, 1996; Allan, 2004; Tanaka *et al.*, 2016). Cambios en la zona ribereña, a escala local (definida como un tramo generalmente menor a 1 km de longitud) o en todo el corredor ribereño a lo largo de la red fluvial, pueden producir alteraciones en los ecosistemas acuáticos diferentes a las producidas por los cambios en el uso de suelo a escala de cuenca o área de drenaje (Allan, 2004). La zona ribereña, que es la interfase de los arroyos con el ambiente terrestre (Lake, 2007), influye sobre la temperatura del agua, la entrada de radiación solar y los aportes de materia orgánica, nutrientes y sedimentos (Studinski *et al.*, 2012; Randhir & Ekness, 2013). La remoción del bosque ribereño reduce la entrada de material leñoso y hojarasca, incrementa la incidencia de luz debido a la pérdida del dosel arbóreo y provoca un aumento de la temperatura del agua (Tanaka *et al.*, 2016; de Mello *et al.*, 2018). Igualmente, la eliminación de la vegetación ribereña nativa puede generar un aumento en la entrada de nutrientes y sedimentos alóctonos a las aguas (Kuglerová *et al.*, 2014;), además de favorecer la erosión del cauce (Li *et al.*, 2009; Dosskey *et al.*, 2010).

Por otra parte, los cambios en el uso de suelo a escala de la cuenca alteran la superficie de los suelos y su permeabilidad (Lei *et al.*, 2021), repercutiendo en los procesos hidrológicos y generando un aumento en la escorrentía y la disminución en la evapotranspiración e infiltración, que pueden causar un incremento en los fenómenos de inundación, además de disminuir el flujo base del arroyo durante la temporada de secas (Allan, 2004; Ponette-González *et al.*, 2015). La dominancia de agricultura en la cuenca puede generar un aumento en el aporte de sedimentos a los cuerpos de agua debido a la mayor erosión del suelo, lo que resulta en un aumento en la concentración de sólidos suspendidos (Sciera *et al.*, 2008; Glendell & Brazier, 2014). Igualmente, las concentraciones de nutrientes pueden aumentar en los ríos y arroyos debido a la aplicación de fertilizantes en áreas de cultivo (Driscoll *et al.*, 2003; Castillo, 2010). Zonas con otros tipos de uso de suelo como pastizales dedicados a la ganadería también pueden aumentar las concentraciones de fósforo y nitrógeno producto de los desechos generados por el ganado (Aryal *et al.*, 2012). Además, se ha observado que en cuencas con mayor porcentaje de bosque y bajo uso agrícola se presentan altas concentraciones de oxígeno disuelto, disminución de la temperatura, conductividad eléctrica, fósforo total, nitrógeno total y concentraciones de clorofila (Ding *et al.*, 2016).

Las alteraciones del paisaje a escala ribereña y de cuenca pueden generar una mayor disponibilidad de nutrientes y luz, favoreciendo la

actividad de los organismos autótrofos, que se traduce en incremento de la concentración de clorofila y alteración de las entradas de materia orgánica a arroyos y ríos, que pueden afectar las tramas tróficas y la estructura y funcionamiento de las comunidades acuáticas (Sponseller *et al.*, 2001; Iñiguez-Armijos *et al.*, 2018; Espinoza-Toledo *et al.*, 2021). Además, el incremento de nutrientes y concentraciones de clorofila puede generar eutrofización, afectando la biodiversidad acuática y los servicios ecosistémicos de los ecosistemas fluviales como recreación y especialmente el suministro de agua para la población (Suplee *et al.*, 2009; Fetscher *et al.*, 2015; Jarvie *et al.*, 2018).

La influencia relativa de la cobertura vegetal y el uso del suelo a diferentes escalas sobre la calidad de agua es motivo de investigación actual dada la necesidad de definir políticas de manejo y conservación de ríos y arroyos (Shen *et al.*, 2015; Shi *et al.*, 2017; de Mello *et al.*, 2018). Esto es particularmente relevante para las zonas tropicales, donde las tasas de deforestación continúan siendo altas (Armenteras *et al.*, 2017; Seymour & Harris, 2019). En el territorio mexicano el 29% la cobertura de la vegetación nativa desapareció para el año 2011 (Rodríguez-Romero *et al.*, 2018) y está tendencia prevalece en el sureste del país donde los bosques han presentado una rápida conversión principalmente hacia sistemas agrícolas (Mendoza-Ponce *et al.*, 2019; Bonilla-Moheno & Aide, 2020). Estudios previos en arroyos tropicales en los Altos de Chiapas y en Pichucalco, Chiapas, han reportado una estrecha asociación entre la conversión de bosque a otros usos de suelo (ganadería y agricultura especialmente) con un aumento en las concentraciones de nutrientes, detectándose también cambios en las variables fisicoquímicas, sólidos suspendidos y clorofila (Castillo *et al.*, 2012; Espinoza-Toledo *et al.*, 2021). Para comprender mejor la relación entre el uso de suelo y la calidad de agua en sistemas tropicales, se planteó en este estudio el objetivo de determinar cómo influyen los cambios de uso de suelo realizados a diferentes escalas espaciales (cuenca y zona ribereña) sobre algunas variables de calidad del agua y la clorofila bentónica. Para ello se planteó un diseño experimental que considerara arroyos tropicales con diferentes usos de suelo que incluyen: a) sistemas con una cobertura de bosque dominante, b) arroyos con una dominancia de pasto y c) arroyos con una mezcla de vegetación secundaria, agricultura y asentamientos humanos.

MATERIALES Y MÉTODOS

Área de estudio. Los arroyos estudiados (orden 3 y 4) se encuentran en las subcuencas de los ríos Puyacatengo, Teapa, y Pichucalco en la Sierra de Tabasco-Chiapas, en la cuenca del río Grijalva en el sur de México. Los arroyos Chiapaneco y La Mina drenan hacia el río Teapa; los arroyos San Pedro, Camaloa, Villareal y Río Blanco se encuentran en la subcuenca del río Pichucalco y los arroyos Mogoshpa y Ogoiba pertenecen a la subcuenca del río Puyacatengo (Tabla 1, Fig. 1). El clima de la región es cálido húmedo con precipitaciones a lo largo de todo el año (Af) (Geissen *et al.*, 2006). En la subcuenca del río Puyacatengo la temperatura media anual es de 26.9°C con una precipitación anual de 2,563 mm, mientras que en la subcuenca del río Pichucalco, la temperatura media anual es de 25.3°C con una precipitación anual de 4,033.4 mm; la subcuenca del río Teapa presenta una temperatura media anual de 25.2°C y 4,953.7 mm de precipitación por año (INEGI, 2017).

Tabla 1. Descripción física de los arroyos pertenecientes a las subcuencas de los ríos Teapa, Pichucalco y Puyacatengo. Se presentan promedios y desviación estándar.

Arroyo	Coordenadas del punto de muestreo	Área de drenaje (km ²)	Orden	Altitud de punto de muestreo (m.s.n.m)	Ancho del cauce (m)	Profundidad (cm)
Bosque						
Chiapaneco	17.380948° -93.023788°	5.1	3	279	6.6±3.8	20.3±11
La Mina	17.352004° -93.008523°	10.3	3	311	7.7±4	32±15.9
Pasto						
Río Blanco	17.420239° -93.105306°	19.5	4	138	12.3±4.6	42.8±16.1
Mogoshpa	17.503921° -92.908006°	14.6	4	117	13±5.7	27.7±14.4
Ogoiba	17.517926° -92.932255°	22.8	4	97	14.1±6.9	23.1±11.1
Mixto						
San Pedro	17.449181° -93.168150°	17.2	4	108	21.2±11.9	22.1±11.7
Camaloa	17.483277° -93.116042°	6.4	3	47	8.1±4.1	18.4±9.6
Villareal	17.424913° -93.132317°	10.2	3	100	9.1±4.6	20±9.3

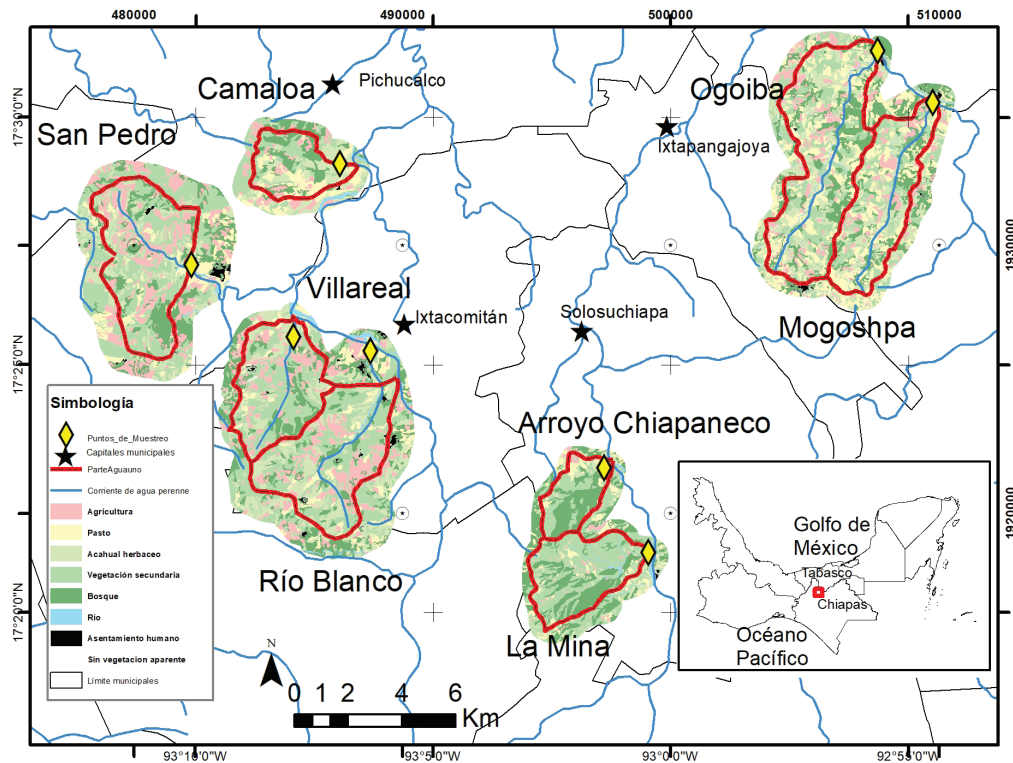


Figura 1. Ubicación de los sitios de muestreo y sus áreas de drenaje.

Uso del suelo. Las categorías de uso de suelo identificadas alrededor de los arroyos seleccionados fueron bosque, pasto, acahual herbáceo, vegetación secundaria, agricultura, asentamientos humanos y ausencia de vegetación. Para determinar el uso de suelo en los ocho arroyos se utilizaron imágenes Spot del año 2012 por medio del método de digitalización; para corroborar los datos se verificaron a través de series INEGI y mediante el software de Google Earth. Se obtuvieron datos de uso de suelo a escala cuenca (1:50,000) en el área de drenaje aguas arriba del punto de muestreo y a escala del corredor ribereño (1:5,000) con una franja ribereña de 30 metros de cada lado del cauce a lo largo de todos los cauces aguas arriba del punto de muestreo. Este ancho de la franja ribereña se determinó con base en Sweeney y Newbold (2014) quienes estipulan que una franja ribereña de amortiguación mayor a 30 metros de ancho es necesaria para proteger la calidad del agua, hábitat y características bióticas de los arroyos con áreas de drenaje menores a 100 km².

Variables de calidad del agua y clorofila bentónica. Mensualmente entre agosto 2013 y agosto 2014, en cada arroyo se muestrearon tres sitios, ubicados en tres rápidos a lo largo de un tramo de 100 metros. En cada sitio se midió la temperatura del agua, conductividad, salinidad, porcentaje de saturación de oxígeno disuelto, concentración de oxígeno disuelto y pH con una sonda multiparamétrica (YSI modelo 556). En cada arroyo se colectaron tres muestras de agua, una por sitio, para determinar nutrientes y sólidos suspendidos. Se seleccionaron a los nitratos como la especie de nitrógeno a evaluar dado que presentan una alta correlación con la proporción de agricultura en la cuenca, a diferencia del amonio (Jordan *et al.*, 1997). Además, en aguas con niveles adecuados de oxígeno disuelto como los arroyos estudiados, prevalece la forma de nitratos (Dodds y Whiles, 2010). Las concentraciones de nitratos se determinaron utilizando el método de reducción por cadmio, fósforo soluble reactivo (SRP) por el método del ácido ascórbico, y fósforo total (P total) mediante una digestión por persulfato (APHA, 2012). Los sólidos suspendidos totales, orgánicos e inorgánicos se analizaron por el método gravimétrico (APHA, 2012).

Para obtener la concentración de clorofila, en cada sitio se eligieron al azar tres rocas de 10 a 20 cm de longitud por arroyo y se cepillaron de la parte superior; el material colectado fue filtrado utilizando un filtro de fibra de vidrio con apertura de poro de 0.7 µm para después analizarlas por el método de extracción en etanol (Nusch, 1980).

Análisis estadísticos. Con base en las proporciones del uso de suelo dominante en las diferentes escalas espaciales los arroyos se agruparon en las siguientes categorías: bosque (Arroyo Chiapaneco y La Mina), pasto (Río Blanco, Ogoiba y Mogoshpa) y uso mixto (San Pedro, Camalao y Villareal). Los datos de cobertura de suelos de las cuencas y de la franja ribereña de 30 metros fueron analizados con un gráfico de mosaico. Los colores en el mosaico representan el nivel del residuo estandarizados de Pearson para esa celda y combinación de niveles bajo un modelo nulo (Friendly, 1994). El azul significa que hay más observaciones en esa celda de lo esperado bajo el modelo nulo y el rojo que hay menos observaciones de las esperadas. Este análisis se realizó empleando el programa R Core Team versión 4.0.3 (2020).

Para analizar posibles cambios estacionales los datos mensuales fueron agrupados en tres temporadas: secas (febrero a abril 2014), lluvias (agosto 2013, septiembre 2013, mayo 2014, junio 2014 y julio 2014) y nortes (octubre 2013 a enero 2014) de acuerdo con datos del servicio meteorológico nacional (estación 00027024 La Huasteca,

Teapa, Tabasco). Para explorar la influencia de los factores espaciales y temporales en la variación de los parámetros fisicoquímicos de calidad del agua, nutrientes y clorofila bentónica se realizó un análisis de componentes principales (PCA) a través de la distancia euclidiana. Se realizó un análisis de varianza de permutación univariado (PERMANOVA) con base en distancias euclidianas para comparar las variables de calidad del agua, nutrientes y clorofila entre las categorías de uso de suelo (bosque, pasto y mixto) y las temporadas (secas, lluvias y nortes), seguidas de comparaciones de pares empleando un análogo de la prueba t (Anderson *et al.*, 2008). Se empleó el método de permutación de residuales bajo el modelo reducido con 9999 permutaciones. Cuando se obtuvieron resultados significativos, se procedió a realizar comparaciones por pares para probar diferencias entre los diferentes niveles de los factores uso de suelo y temporada. Para determinar la relación de los parámetros de calidad del agua con las diferentes categorías del uso de suelo en las diferentes escalas espaciales (cuenca y corredor ribereño) se empleó un análisis canónico de coordenadas principales (CAP), con base en los centroides de las fechas de muestreo para cada sitio. También se calculó el índice multivariado de dispersión (MVDISP) para estimar la variación temporal en cada categoría de uso. Estos análisis se realizaron mediante PRIMER v 7.0 con Permanova (Plymouth Marine Laboratory, UK).

RESULTADOS

Uso de suelo en las múltiples escalas. Los arroyos con áreas de drenaje mayores fueron Ogoiba (22.8 km²) y Río Blanco (19.5 km²), siendo las menores Arroyo Chiapaneco (5.1 km²) y Camalao (6.4 km²) (Tabla 1, Fig. 1). Las cuencas con mayor porcentaje de bosque respecto a otros usos de suelo fueron el Arroyo Chiapaneco y La Mina con 78.93 y 83.43%, respectivamente (Fig. 2). Valores positivos de los residuales de Pearson confirman esta alta proporción. Así mismo, existe una baja proporción de otros tipos de suelo indicados igualmente por valores negativos de los residuales de Pearson (Fig. 2). Los demás sitios, presentaron proporciones de bosque entre 11 y 39%, así como vegetación secundaria entre 14 y 27%. En las cuencas de Río Blanco, Ogoiba y Mogoshpa se observa una disminución de la cobertura boscosa, la cual es sustituida por otros usos de suelos, entre los más dominantes está el pasto con 36.88, 32.21 y 29.50%, respectivamente (Fig. 2), lo que se sustenta con valores positivos de Pearson. Respecto a las cuencas de San Pedro, Camalao y Villareal la distribución de usos de suelos es más homogénea sin dominar un tipo en particular; esto lo confirman los valores de residuales del Pearson cercanos a cero (Fig. 2). En la cobertura de suelos a nivel del buffer de 30 m, se observa un patrón similar al observado a nivel de cuenca. Sin embargo, los residuales de Pearson para las cuencas de San Pedro, Camalao y Villareal indican una distribución más homogénea en los usos de suelo (Fig. 2).

Calidad del agua y clorofila. El PCA indica que en los arroyos donde predomina el bosque se relacionan con un mayor porcentaje de materia orgánica suspendida y de saturación de oxígeno disuelto, así como menor temperatura, y menores concentraciones de clorofila, fósforo total y fósforo soluble reactivo (Fig. 3a). En los arroyos de pasto y uso mixto se observa una tendencia a separarse de los arroyos de bosque y al aumento en algunas variables, en particular concentración de clorofila, temperatura, pH y conductividad. Un grupo de muestras de pasto y mixto presentó mayores concentraciones de P total y SRP (Fig. 3a). Las variables porcentaje de saturación de oxígeno disuelto,

clorofila, temperatura, pH, conductividad y porcentaje de materia orgánica presentaron una tendencia a aumentar durante la época de lluvias, mientras que en la época de nortes se incrementaron los nitratos y los sólidos suspendidos totales; por otra parte, la época de secas presenta un patrón superpuesto con las temporadas de lluvias y nortes (Fig. 3b).

Los resultados de la PERMANOVA confirman lo observado en el PCA. Los arroyos en la categoría de bosque presentaron menor temperatura que aquellos en pasto y mixto ($p < 0.001$, Tabla 2), y ésta fue significativamente mayor en la temporada de lluvias y menor en la temporada de nortes ($p < 0.001$).

El pH promedio varió entre 8.19 ± 0.16 (La Mina, bosque) y 8.64 ± 0.13 (Río Blanco, pasto) entre los arroyos estudiados. El pH fue significativamente menor en los sitios de bosque que en pasto o uso mixto ($p < 0.004$), presentando una tendencia a disminuir en nortes respecto a las otras temporadas ($p < 0.002$).

La conductividad varió entre un promedio de $106.72 \pm 11.40 \mu\text{S cm}^{-1}$ (Ogoiba, pasto) y $470.92 \pm 137.36 \mu\text{S cm}^{-1}$ (San Pedro, uso mixto). Los arroyos en la categoría uso mixto ($329.28 \pm 149.63 \mu\text{S cm}^{-1}$) presentaron una mayor conductividad que en pasto ($233.26 \pm 153.24 \mu\text{S cm}^{-1}$) y bosque ($150.63 \pm 31.59 \mu\text{S cm}^{-1}$) ($p < 0.001$, Tabla 2). La conductividad fue significativamente mayor en la temporada de secas y menor en la temporada de nortes ($p < 0.002$).

La concentración promedio de oxígeno disuelto estuvo en el rango de $7.93 \pm 0.28 \text{ mg L}^{-1}$ (San Pedro, uso mixto) a $8.45 \pm 0.35 \text{ mg L}^{-1}$ (Arroyo Chiapaneco, Bosque). En nortes y secas, las concentraciones fueron mayores en bosque que en pasto o uso mixto ($p < 0.008$, Tabla 2). La concentración en los sitios de bosque fue significativamente mayor en secas que en las otras temporadas ($p=0.001$), mientras

que no hubo diferencias significativas entre temporadas en los sitios más perturbados ($p < 0.673$). El porcentaje de saturación de oxígeno promedio estuvo entre $89.65 \pm 25.85 \%$ (Río Blanco, pasto) y $98.26 \pm 7.86 \%$ (Ogoiba, pasto). Se observaron valores más altos en pasto que en uso de suelo mixto ($p < 0.002$) y en bosque ($p < 0.001$) en la temporada de lluvias (Tabla 2). En los sitios de bosque, la saturación fue significativamente mayor en la temporada de secas que en lluvias o nortes ($p < 0.001$), mientras que en los sitios de pasto y uso mixto se incrementaron los porcentajes en lluvias ($p < 0.008$).

Las concentraciones de fósforo soluble reactivo (SRP) variaron entre $15.15 \pm 6.71 \mu\text{g L}^{-1}$ (Río Blanco, pasto) y $54.47 \pm 29.88 \mu\text{g L}^{-1}$ (Camalao, uso mixto) (Tabla 3). El fósforo soluble reactivo fue significativamente menor ($p=0.001$) en los arroyos de bosque ($18.55 \pm 8.41 \mu\text{g L}^{-1}$) que en los de pasto ($29.52 \pm 19.47 \mu\text{g L}^{-1}$) y uso mixto ($31.69 \pm 24.81 \mu\text{g L}^{-1}$), aumentando en la temporada de secas y disminuyendo en las temporadas de nortes ($p < 0.041$) y de lluvias ($p < 0.005$). La concentración de fósforo total varió entre $39.24 \pm 45.82 \mu\text{g L}^{-1}$ (Arroyo Chiapaneco, bosque) y $303.10 \pm 627.17 \mu\text{g L}^{-1}$ (San Pedro, uso mixto). Los arroyos de bosque presentaron menores concentraciones que los sitios de pasto y uso mixto en las temporadas de secas y lluvias ($p < 0.028$, Tabla 2). El fósforo total en los sitios de uso mixto y pasto fue significativamente mayor en la temporada de secas ($p < 0.017$), mientras que en los sitios de bosque fue significativamente mayor en la temporada de nortes y secas que en la temporada de lluvias ($p < 0.002$).

La concentración de nitratos varió entre $120.90 \pm 75.05 \mu\text{g L}^{-1}$ (La Mina, Bosque) y $250.57 \pm 83.41 \mu\text{g L}^{-1}$ (Camalao, uso mixto). Se observó un aumento en las temporadas de nortes ($p < 0.001$) y secas ($p < 0.001$) respecto a la temporada de lluvias. No se observaron diferencias significativas en las categorías de uso de suelo.

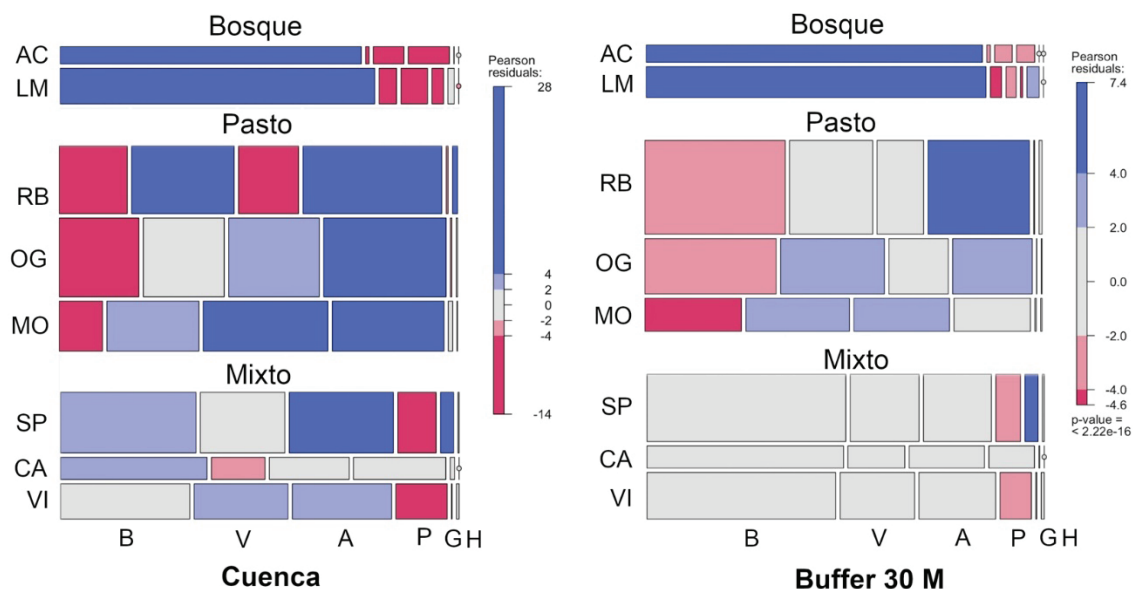


Figura 2. Gráfico de mosaico de usos de suelo a nivel de cuenca y franja ribereña de 30 metros. AC- Arroyo Chiapaneco, LM - La Mina, RB – Río Blanco, OG – Ogoiba, MO – Mogoshpa, SP – San Pedro, CA – Camalao, VI – Villareal, B -Bosque, V – Vegetación secundaria A– Acahual Herbáceo, P – Pasto, G – Agricultura – H – Asentamiento Humano.

Tabla 2. Variables de calidad del agua y concentración de clorofila *a* de los arroyos estudiados. Se presentan promedio y desviación estándar para cada categoría de uso de suelo y temporada.

	Bosque				Mixto				Pastizal									
	Secas		Lluvias		Nortes		Secas		Lluvias		Nortes		Secas		Lluvias		Nortes	
Temperatura (°C)	21.13 ± 1.38	24.29 ± 0.68	20.38 ± 1.7	25.74 ± 1.68	23.82 ± 1.2	25.74 ± 1.68	22.76 ± 2.47	24.2 ± 1.23	26.01 ± 1.54	22.64 ± 1.51								
pH	8.3 ± 0.12	8.33 ± 0.15	8.13 ± 0.13	8.5 ± 0.19	8.55 ± 0.06	8.5 ± 0.19	8.36 ± 0.14	8.67 ± 0.19	8.65 ± 0.16	8.31 ± 0.24								
Conductividad (µS cm ⁻¹)	157.28 ± 22.19	159.4 ± 28.37	124.79 ± 26.12	328.56 ± 107.69	356.48 ± 214.14	328.56 ± 107.69	282.81 ± 102.3	267.11 ± 200.95	238.64 ± 121.55	172.22 ± 72.1								
Oxígeno disuelto (mg L ⁻¹)	8.82 ± 0.31	8.08 ± 0.3	8.44 ± 0.18	7.96 ± 0.38	8.18 ± 0.96	7.96 ± 0.38	8.1 ± 0.36	7.97 ± 1.11	8.16 ± 0.36	8.21 ± 0.18								
Saturación de oxígeno (%)	99.19 ± 4.07	96.52 ± 2.71	93.63 ± 3.79	97.68 ± 4.5	96.98 ± 11.85	97.68 ± 4.5	94.24 ± 2.87	95.2 ± 13.84	100.76 ± 4.21	87.87 ± 24.17								
SRP (µg L ⁻¹)	17.21 ± 5.53	14.79 ± 3.73	23.52 ± 12.17	30.12 ± 20.85	43.68 ± 40.15	30.12 ± 20.85	27.15 ± 10.67	39.1 ± 29.32	24.27 ± 16.95	28.74 ± 7.57								
Fósforo total (µg L ⁻¹)	27.76 ± 10.86	19.18 ± 5.27	81.27 ± 104.25	76.07 ± 133.46	429.66 ± 779.88	76.07 ± 133.46	117.2 ± 138.6	175.05 ± 269.25	30.19 ± 17.05	66.31 ± 73.18								
N-Nitros (µg L ⁻¹)	191.98 ± 81.61	106.11 ± 49.74	171.29 ± 40.86	147.87 ± 79.92	192.76 ± 110.15	147.87 ± 79.92	214.36 ± 78.13	222.68 ± 156.36	98.34 ± 63.15	197.57 ± 59.35								
SST (mg L ⁻¹)	4.04 ± 6.78	3.23 ± 2.59	100.16 ± 186.62	49.8 ± 126.77	2.63 ± 1.75	49.8 ± 126.77	385.96 ± 1040.9	2.44 ± 2.68	6.08 ± 6.15	94.63 ± 192.37								
Materia orgánica (%)	36.82 ± 22.22	40.9 ± 27.39	26.69 ± 11.52	16.95 ± 13.66	21.43 ± 14.19	16.95 ± 13.66	9.03 ± 4.68	18.68 ± 10.6	24.51 ± 15.58	11.22 ± 8.6								
Clorofila <i>a</i> (mg m ⁻²)	22.81 ± 21.45	53.59 ± 46.63	17.61 ± 29.7	171.78 ± 251.48	238.64 ± 425.72	171.78 ± 251.48	21.82 ± 32.98	88.17 ± 136.78	134.32 ± 160.09	5.18 ± 10.15								

Notas: SRP, fósforo soluble reactivo; SST, sólidos suspendidos totales

La concentración de sólidos suspendidos promedio estuvo en el rango de $8.61 \pm 19.15 \text{ mg L}^{-1}$ (Ogoiba, pasto) y $377.36 \pm 1045.21 \text{ mg L}^{-1}$ (San Pedro, uso mixto). Los arroyos en la categoría de uso de suelo mixto ($138.78 \pm 600.65 \text{ mg L}^{-1}$) presentaron mayor concentración de sólidos suspendidos totales que los arroyos de pasto ($32.35 \pm 113.68 \text{ mg L}^{-1}$, $p < 0.001$) y de bosque ($33.07 \pm 111.54 \text{ mg L}^{-1}$, $p < 0.001$), mientras que no hubo diferencias entre pasto y bosque ($p < 0.153$). La concentración fue significativamente mayor en la temporada de nortes que en las temporadas de lluvias ($p < 0.001$) y secas ($p < 0.001$).

El porcentaje de materia orgánica en los sólidos suspendidos varió entre $12.48 \pm 10.58 \%$ (San Pedro, uso mixto) y $42.59 \pm 26.24 \%$ (La Mina, bosque), siendo significativamente más alto ($p < 0.001$) en los arroyos de bosque ($37.55 \pm 24.23\%$) que en pasto ($19.27 \pm 14.59\%$) y uso mixto ($16.21 \pm 13.27\%$). El porcentaje fue significativamente mayor en la temporada de lluvias y secas que en la temporada de nortes ($p < 0.001$).

La concentración de clorofila promedio varió más de 10 veces entre $24.49 \pm 26.30 \text{ mg m}^{-2}$ (Arroyo Chiapaneco, bosque) y 250.29 ± 423.44

mg m^{-2} (Camalao, uso mixto), siendo significativamente mayor en sitios de uso de suelo mixto ($176.62 \pm 331.03 \text{ mg m}^{-2}$) y pasto ($81.75 \pm 131.92 \text{ mg m}^{-2}$) que en los sitios de bosque ($59.39 \pm 124.93 \text{ mg m}^{-2}$, $p < 0.003$). La concentración de clorofila aumentó en la temporada de lluvias y secas respecto a nortes ($p < 0.001$).

El análisis CAP muestra diferencias entre los arroyos de bosque con respecto a los de pasto y mixto (Fig. 4), explicando un 76.6% de la variabilidad. Estas diferencias se correlacionan con el porcentaje de bosque (79.5%), vegetación secundaria (50.3 %) y uso agrícola (37%) en la cuenca y proporción de vegetación secundaria (43.8%) y pasto (40.7%) en la franja ribereña. El porcentaje de bosque en la cuenca se relacionó principalmente con la calidad del agua en los sitios de bosque mientras que el resto de las variables se relacionaron con los sitios más perturbados. La dispersión entre los valores de las variables de los arroyos fue mayor en los sitios de uso mixto (1.25) y pasto (1) que en los sitios de bosque (0.25).

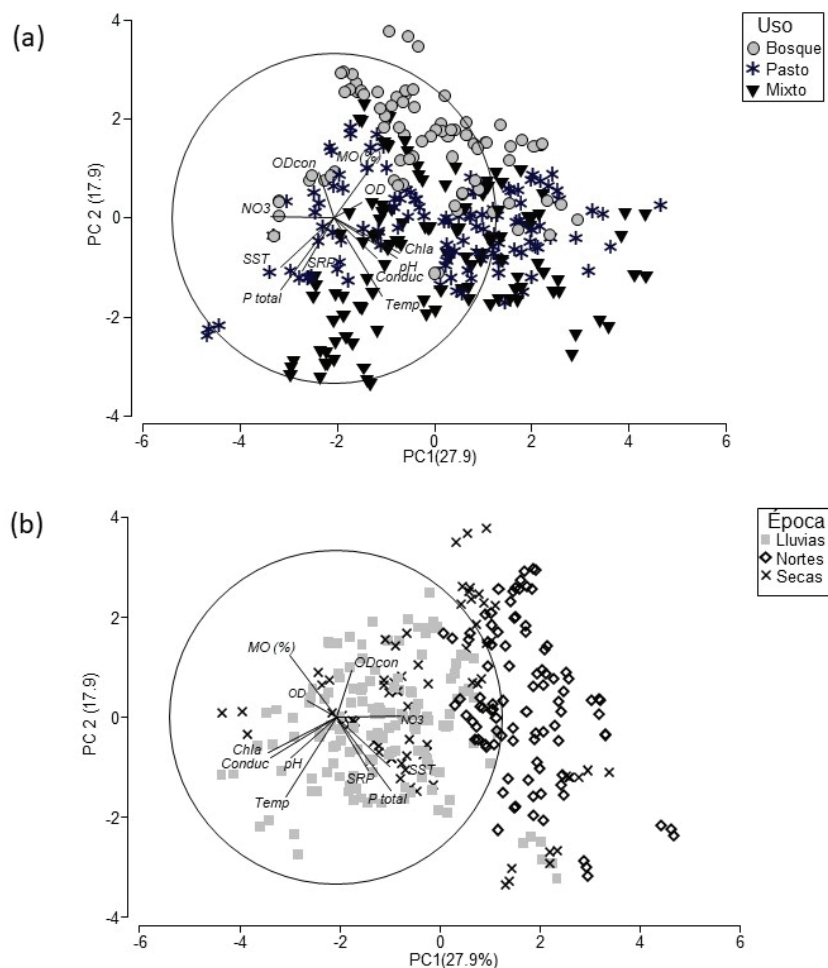


Figura 3. Análisis de componentes principales por (a) categorías de uso de suelo Bosque, Mixto y Pasto y por (b) época (Lluvias, nortes y secas). Temp = Temperatura, Conduc=Conductividad, ODcon, concentración de oxígeno disuelto, OD= porcentaje de saturación de oxígeno disuelto, PT= Fosforo total, NO3=Nitratos, SRP= Fosforo soluble reactivo, SST=Sólidos suspendidos totales, Chl a = Clorofila a, MO%= Porcentaje de materia orgánica en los sólidos suspendidos totales.

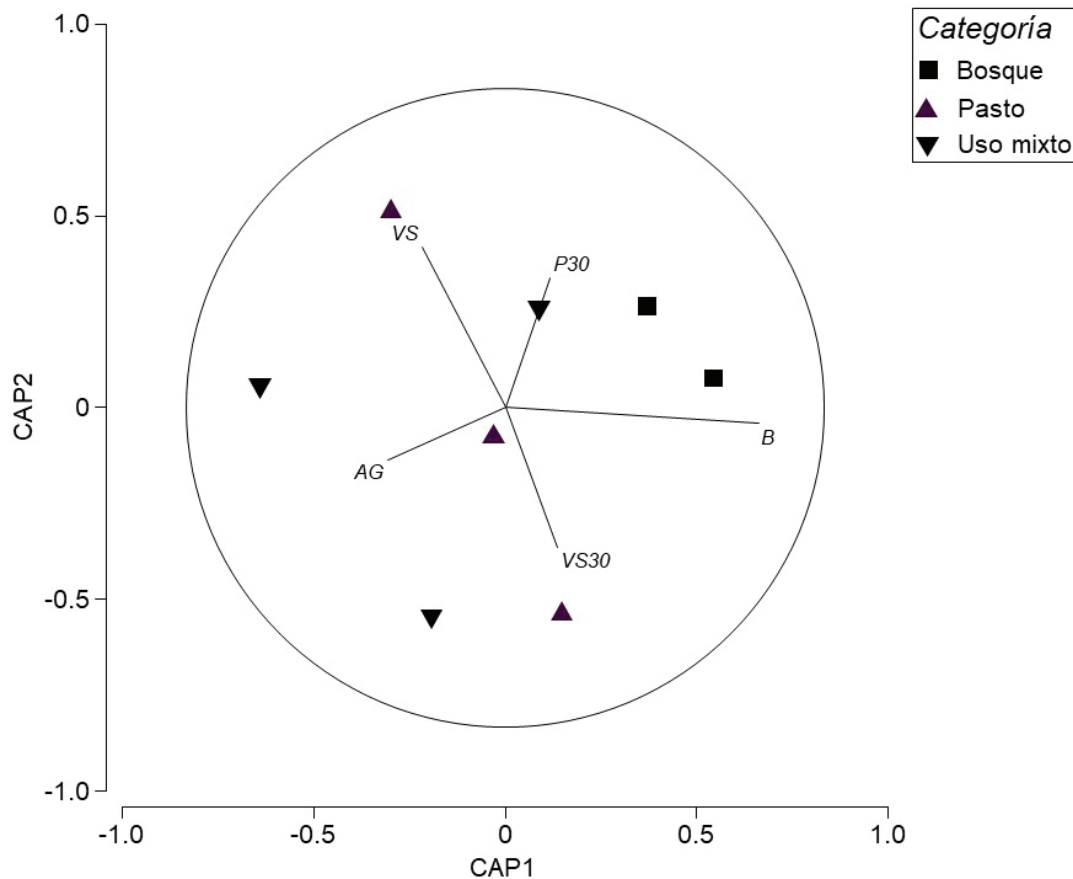


Figura 4. Análisis Canónico de Coordenadas Principales (CAP) de centroides de los arroyos calculados a lo largo de muestras periódicas. Las variables predictoras de uso de suelo se correlacionan con los centroides de los arroyos, las cuales se muestran como vectores. Las variables correlacionadas AG = Agricultura escala cuenca, B = Bosque cuenca, VS = Vegetación secundaria. P30 = Pasto en la franja ribereña de 30 metros, VS30 = Vegetación secundaria en la franja de 30 metros. El círculo indica el valor máximo del coeficiente para cada vector dado.

DISCUSIÓN

La pérdida de áreas de bosque en la zona ribereña y en la cuenca, principalmente por su conversión a áreas de pasto y agricultura, afectan a la calidad de agua y la concentración de clorofila en los arroyos estudiados. Tanto los resultados de PCA como de la PERMANOVA muestran que las variables de calidad de agua de los sitios más perturbados tienden a desviarse de lo observado en los arroyos de bosque y que estos cambios están relacionados con variables de uso del suelo a escala de cuenca y zona ribereña. Las diferencias más marcadas se observaron en algunas variables fisicoquímicas (e.g. temperatura, conductividad, oxígeno disuelto y pH), así como en las concentraciones de fósforo y clorofila y el contenido de materia orgánica de los sólidos suspendidos.

La remoción de bosque de la zona ribereña de los arroyos de pasto y mixto probablemente explica el aumento de la temperatura del agua, producto del incremento en la incidencia de radiación solar sobre el cauce de los ríos (Lorion & Kennedy, 2009; Studinski *et al.*, 2012; Tanikaki *et al.*, 2019). Aunque la temperatura del agua es afectada por la sombra de la vegetación ribereña presente a lo largo del cauce por distancias que van de cientos de metros a varios kilómetros (Allan, 2004),

la cobertura vegetal de la cuenca también puede afectar la temperatura (Macedo *et al.*, 2013). Incrementos en la temperatura del agua, pueden disminuir los niveles de oxígeno y, por lo tanto, afectar a la biota acuática (Tanaka *et al.*, 2016).

El incremento en el pH en los arroyos más perturbados puede asociarse a tasas de productividad primaria más elevadas, producto de una menor cobertura arbórea ya que el proceso de fotosíntesis remueve el dióxido de carbono presente en el agua, aumentando el pH (Roldán Pérez & Ramírez Restrepo, 2008; Figueiredo *et al.*, 2010). Por otra parte, en la temporada de nortes el pH fue menor en los sitios de bosque debido a que puede existir una mayor entrada de materia orgánica alóctona producto de las precipitaciones, formando ácidos orgánicos que disminuyen el pH (Allan *et al.*, 2021).

Así como se observó en los arroyos estudiados, un incremento en la conductividad ha sido reportado en arroyos que drenan áreas deforestadas o con dominancia de pasto y donde además el bosque ribereño ha sido alterado (Figueiredo *et al.*, 2010; de Souza *et al.*, 2013; Iñiguez-Armijos *et al.*, 2018; Espinoza-Toledo *et al.*, 2021). Esto puede estar relacionado con una mayor lixiviación de solutos al eliminar la

vegetación arbórea de la cuenca, la ausencia del efecto filtrador del bosque ribereño y la presencia de fuentes de contaminación difusa provenientes de los desechos del ganado (Williams & Melack, 1997; Neill *et al.*, 2006; Shilla & Shilla, 2011; Figueiredo *et al.*, 2010). Además, se ha observado que los suelos en áreas de pasto continúan perdiendo cationes, décadas después de ocurrida la deforestación (Germer *et al.*, 2009).

Las mayores concentraciones de oxígeno disuelto en sitios de bosque, a diferencia de pasto y uso mixto, pueden deberse a que la cobertura arbórea regula la temperatura, manteniendo valores menores y en consecuencia mayores concentraciones de oxígeno disuelto (Neill *et al.*, 2001; Deegan *et al.*, 2011). La conversión de bosques ribereños hacia sistemas agrícolas o de pasto, genera una reducción en las concentraciones de oxígeno disuelto debido a las altas temperaturas del agua y la descomposición de materia orgánica producto de un aumento de la biomasa de las algas y plantas acuáticas (Encalada *et al.*, 2010; de Mello *et al.*, 2018). Por el contrario, otros estudios señalan que los sitios de pasto pueden presentar mayores concentraciones de oxígeno disuelto, probablemente debido a mayores tasas de productividad primaria dada la baja cobertura arbórea en la zona ribereña (Espinoza-Toledo *et al.*, 2021). Asimismo, las mayores concentraciones de oxígeno y porcentaje de saturación observadas en la temporada de lluvias pueden deberse al incremento de la capacidad de mezcla de oxígeno ambiental como consecuencia de las precipitaciones relacionadas a un aumento de la turbulencia, además de una disminución de la temperatura (de Mello *et al.*, 2018; dos Reis Oliveira *et al.*, 2019). Es necesario destacar que todos los arroyos estudiados presentaron concentraciones y porcentajes de saturación de oxígeno mayores a 8 mg L⁻¹ y 89.6% ubicándose muy por encima de valores limitantes para peces y macroinvertebrados (Allan *et al.*, 2021), lo cual puede sugerir que no reciben entradas importantes de agua residuales o afluentes muy contaminados, y que los cambios observados en el uso del suelo aún no tienen un fuerte impacto sobre esta variable (Li *et al.*, 2009).

Las concentraciones más altas de SRP y P total en los arroyos de pasto y uso mixto puede deberse a fuentes de contaminación como la agricultura y la actividad ganadera o a las descargas de aguas residuales domésticas. Existen estudios en la región que documentan concentraciones más altas de fósforo en arroyos que drenan pastizales y zonas agrícolas en comparación con áreas de bosque, lo que puede estar relacionado con el aporte de desechos del ganado y la aplicación de fertilizantes (Salazar Conde *et al.*, 2004; Aryal *et al.*, 2012; Castillo *et al.*, 2012). Igualmente, las mayores concentraciones de fósforo encontradas en la temporada de secas en los arroyos más perturbados pueden indicar entradas puntuales de contaminación que son más evidentes durante este periodo (Castillo 2010).

La concentración de nitratos no presentó diferencias significativas entre las categorías de uso de suelo; sin embargo, estudios previos indican que puede presentarse una mayor concentración en los arroyos tropicales de bosque que en pasto debido a la mayor mineralización de nitrógeno y a la nitrificación en los suelos de áreas boscosas (Neill *et al.*, 2001; Castillo, 2010). Además, se ha reportado que áreas con pasto pueden ser un sumidero para los nitratos en suelos tropicales (Germer *et al.*, 2009). En la región estudiada, Espinoza-Toledo *et al.* (2021) observaron concentraciones menores de nitratos en arroyos de pasto, lo cual puede deberse a la asimilación de estos compuestos por el aumento de la biomasa de las algas bentónicas en la temporada de

secas. Por otra parte, concentraciones más altas de nitratos en arroyos drenando áreas con pasto y agricultura también han sido reportadas, probablemente relacionado con la aplicación de fertilizantes y los desechos del ganado (Vidon *et al.*, 2008; Shilla & Shilla, 2011; Castillo *et al.*, 2012). Es probable, que en los arroyos estudiados la mayor concentración de nitratos esperada en áreas de bosque haya sido alcanzada por los arroyos de pasto y uso mixto debido a los aportes de nitrógeno producto de actividades antrópicas, resultando en concentraciones similares de esta forma de nitrógeno.

En la concentración de sólidos suspendidos, no se observó una diferencia tan marcada entre los arroyos de bosque y los más perturbados, ya que solo los arroyos de uso mixto presentaron mayor concentración que los de bosque; esto es producto de los altos valores en la temporada de nortes del arroyo San Pedro, que además presenta el mayor porcentaje de uso de suelo agrícola en zonas de pendiente, lo que puede favorecer la erosión del suelo (Glendell & Brazier, 2014). Además, los arroyos de bosque presentaron valores más altos de materia orgánica lo cual puede estar asociado a las entradas de hojarasca y material leñoso provenientes del bosque ribereño, que pueden verse disminuidas en los arroyos más perturbados por la deforestación de la zona ribereña (Wild *et al.*, 2019; Espinoza-Toledo *et al.*, 2021). El mayor porcentaje observado en la temporada de secas puede estar asociado a la caída de las hojas de los árboles que ocurre principalmente en esta temporada en zonas tropicales (Zhang *et al.*, 2014), y que son arrastradas hacia los cauces por acción del viento o la escorrentía al inicio de las lluvias, generando un aumento en la materia orgánica particulada durante ese periodo (Bambi *et al.*, 2017; Tonin *et al.*, 2017).

La mayor concentración de clorofila bentónica observada en los arroyos de pasto y uso mixto son una respuesta a la mayor disponibilidad de luz por pérdida de cobertura vegetal y nutrientes por lixiviación (Davies *et al.*, 2008; Lorion & Kennedy, 2009; Vázquez *et al.*, 2011). Las menores concentraciones se reportaron en las temporadas de nortes, lo cual puede deberse a la mayor concentración de sólidos suspendidos y corriente, que pueden disminuir la biomasa de algas bentónicas durante periodos de mayor precipitación (Allan *et al.*, 2021). Aunque no hay criterios definidos para clasificar el estado trófico de los arroyos, de acuerdo a lo sugerido por Dodds *et al.* (1998) los arroyos de uso mixto y de pasto podrían considerarse como eutróficos, lo cual puede tener efectos sobre la biota acuática (Dodds, 2006); además, los niveles de clorofila medidos durante la temporada de secas superaron los valores de 100 - 200 mg m⁻², a partir de los cuales los arroyos pueden ser menos atractivos para fines recreativos y estéticos (Dodds, 2006; Suplee *et al.*, 2009).

Basados en las medidas de dispersión como indicador de variación a lo largo de las temporadas, se puede afirmar que existe una mayor estabilidad temporal en los parámetros fisicoquímicos de los arroyos asociados con bosque, lo cual ha sido reportado para otros arroyos y ríos tropicales con poca perturbación (Lewis, 1986; Lewis *et al.*, 1986; Castillo *et al.*, 2012), sugiriendo que las concentraciones de nutrientes y otros solutos son más estables a lo largo del año en sitios con baja presión antrópica, lo que puede estar relacionado con los cambios en las fuentes de solutos y en la hidrología (Germer *et al.*, 2009).

Los arroyos de bosque presentaron características como menor temperatura, conductividad, pH, concentraciones de fósforo y clorofila, y mayor concentración de oxígeno disuelto y porcentaje de materia orgánica respecto a los arroyos de pasto y uso mixto, lo cual coincide

con otros estudios que han reportado cambios similares (Figueiredo *et al.*, 2010; Tanaka *et al.*, 2016; Espinoza-Toledo *et al.*, 2021), sugiriendo la utilidad de estas variables para detectar los efectos de los cambios antrópicos. La remoción parcial del bosque en la cuenca y en la zona ribereña observada en los arroyos de pasto y uso mixto, puede generar alteraciones en la calidad de agua, y confirma que la conservación de la vegetación nativa tiene impactos positivos sobre la calidad de hábitat de los arroyos (Castillo *et al.*, 2012).

Los resultados de esta investigación enfatizan la importancia de mantener una proporción alta de bosque en el área de drenaje para preservar la calidad del agua y la biodiversidad acuática (Iñiguez-Armijos *et al.*, 2014; Jayawardana *et al.*, 2017; de Mello *et al.*, 2018). Cuando en una cuenca no es factible preservar grandes extensiones de bosque, se recomienda conservar al menos los bosques ribereños ya que contribuyen al buen funcionamiento de los arroyos (Iñiguez-Armijos *et al.*, 2014; de Mello *et al.*, 2018; Figueiredo *et al.*, 2020). Contrario a los arroyos rodeados de bosque, los arroyos rodeados de pasto y vegetación secundaria, y con mayor proporción de agricultura y pastizal en la franja ribereña de 30 metros y a nivel de cuenca, presentan marcados cambios en la calidad del agua.

Los efectos del cambio de uso de suelo son muy heterogéneos y operan a diferentes escalas espaciales (Allan *et al.*, 1997). Existen estudios que destacan el mayor impacto de las actividades que se desarrollan en la escala de cuenca sobre la calidad de agua (Johnson *et al.*, 2001; Sun *et al.*, 2013), aunque otros mencionan la importancia de la zona ribereña (Huang *et al.*, 2020; Zhang *et al.*, 2021). Debido a esta controversia, el presente estudio abordó los efectos de los cambios en el uso de suelo sobre la calidad del agua desde una perspectiva multi escala considerando la cuenca o área de drenaje y la zona ribereña, encontrando que ambas escalas influyen sobre la calidad del agua y la clorofila. Esto sugiere que para promover mejoras en la calidad del agua se deben emprender acciones en ambas escalas. Para ello es indispensable tomar medidas que busquen preservar la cobertura arbórea o reforestarla en el área de drenaje, ya que ha demostrado ser una herramienta importante para disminuir la degradación de la calidad del agua causado por la conversión a pastos y agricultura (Tanaka *et al.*, 2016; de Mello *et al.*, 2018; Zhang *et al.*, 2020). Además, la aplicación de mejores prácticas de manejo en áreas agrícolas y zonas de pasto como reducción en la aplicación de fertilizantes, manejo de estiércol, uso de franjas filtrantes, entre otros, pueden contribuir a reducir la entrada de nutrientes y otros solutos a los cuerpos de agua (Lintern *et al.*, 2020). Por otra parte, acciones a escala de la zona ribereña como conservar o restaurar la vegetación nativa en una zona de amortiguación a ambos lados del cauce pueden implementarse para evitar la erosión del suelo y disminuir la entrada de contaminantes transportados a los ríos o arroyos y el crecimiento excesivo de algas (Stewart *et al.*, 2001; Li *et al.*, 2009; Hutchins *et al.*, 2010; Xu *et al.*, 2021). Para esto es necesario involucrar a diferentes actores como productores, autoridades municipales y estatales y organizaciones ambientales en la planeación de la cuenca con la finalidad de co-diseñar e implementar acciones que permitan conservar la calidad del agua (Bosch *et al.*, 2012; Kalcic *et al.*, 2015).

En conclusión, los arroyos de pasto como los de uso mixto presentaron una disminución en calidad del agua, al compararlos con los sitios de bosque y estas diferencias están relacionadas con el uso de suelo tanto a escala de cuenca como de la zona ribereña. Estos cambios pue-

den tener impactos para el ecosistema fluvial al alterar la composición de las comunidades acuáticas y generar procesos como eutrofización y pérdida de la biodiversidad, además de alterar los servicios ecosistémicos que proveen los arroyos. La alta tasa de deforestación en el sur de México es una problemática latente, que tiene impactos negativos en la calidad del agua de los arroyos y por ello se requiere diseñar y aplicar medidas de conservación y restauración de la vegetación nativa, así como mejores prácticas de manejo para conservar la integridad de estos ecosistemas.

AGRADECIMIENTOS

Agradecemos a Alejandra Lázaro por su apoyo en el trabajo de campo y laboratorio y a los dueños de los terrenos por permitirnos el acceso a los sitios de muestreo. A El Colegio de la Frontera Sur, especialmente la unidad de Villahermosa y al CONACYT por el apoyo otorgado para la realización de este trabajo (Beca de maestría para el primer autor). Este proyecto fue financiado por el proyecto FOMIX TAB-2011-C24-166182.

REFERENCIAS

- ALLAN, J. D. 2004. Landscapes and riverscapes: The influence of land use on stream ecosystems. *Annual Review of Ecology, Evolution, and Systematics* 35: 257-284. DOI: 10.1146/annurev.ecolsys.35.120202.110122
- ALLAN, J. D., M.M. CASTILLO & K. A. CAPPES. 2021. *Stream ecology: Structure and function of running waters* (3ra ed.). Springer, Cham. 483 p. <https://doi.org/10.1007/978-1-4020-5583-6>
- ALLAN, J. D., D. L. ERICKSON & J. FAY. 1997. The influence of catchment land use on stream integrity across multiple spatial scales. *Freshwater Biology* 37 (1): 149-161. DOI: 10.1046/j.1365-2427.1997.d01-546.x
- ANDERSON, M. J., R. N. GORLEY & K. R. CLARKE. 2008. *PERMANOVA+ for PRIMER: Guide to Software and Statistical Methods*. PRIMER-E, Plymouth. 214 pp
- APHA. 2012. *Standard methods for the examination of water and wastewater*. 23ra ed. American Public Health Association, American Water Works Association, Water Environment Federation, Washington, D.C. 1796 p
- ARMENTERAS, D., J. M. ESPELTA, N. RODRÍGUEZ & J. RETANA. 2017. Deforestation dynamics and drivers in different forest types in Latin America: Three decades of studies (1980-2010). *Global Environmental Change* 46 (September): 139-147. DOI: 10.1016/j.gloenvcha.2017.09.002
- ARYAL, D. R., V. GEISSEN, A. PONCE-MENDOZA, R.R. RAMOS-REYES & M. BECKER. 2012. Water quality under intensive banana production and extensive pastureland in tropical Mexico. *Journal of Plant Nutrition and Soil Science* 175 (4): 553-559. DOI: 10.1002/jpln.201100117
- BAMBI, P., R. DE SOUZA REZENDE, M. J. FEIO, G. F. M. LEITE, E. ALVIN, J. M. B. QUINTÃO, F. ARAÚJO & J. F. GONÇALVES JÚNIOR. 2017. Temporal and spatial patterns in inputs and stock of organic matter in savannah streams of Central Brazil. *Ecosystems* 20 (4): 757-768. DOI: 10.1007/s10021-016-0058-z

- BONILLA-MOHENO, M. & T. M. AIDE. 2020. Beyond deforestation: Land cover transitions in Mexico. *Agricultural Systems* 178 (February 2020): 102734. DOI: 10.1016/j.agry.2019.102734
- BOSCH, D., J. PEASE, M. L. WOLFE, C. ZOBEL, J. OSORIO, T.D. COBB & G. EVAN-YLO. 2012. Community DECISIONS: Stakeholder focused watershed planning. *Journal of Environmental Management* 112 (February 2022): 226-232. DOI: 10.1016/j.jenvman.2012.07.031
- CASTILLO, M. M. 2010. Land use and topography as predictors of nutrient levels in a tropical catchment. *Limnologia* 40 (4): 322-329. DOI: 10.1016/j.limno.2009.09.003
- CASTILLO, M. M., H. MORALES, E. VALENCIA, J. J. MORALES & J. J. CRUZ-MOTTA. 2012. The effects of human land use on flow regime and water chemistry of headwater streams in the highlands of Chiapas. *Knowledge and Management of Aquatic Ecosystems* 407: 09. DOI: 10.1051/kmae/2013035
- DAVIES, P. M., S. M. BUNN & S. HAMILTON. 2008. Primary production in tropical streams and rivers. In Dudgeon, D. (Ed.), *Tropical Stream Ecology*. Elsevier, pp. 23-42.
- DE MELLO, K., R. A. VALENTE, T. O. RANDHIR, A. C. A. DOS SANTOS & C. A. VETTORAZZI. 2018. Effects of land use and land cover on water quality of low-order streams in Southeastern Brazil: Watershed versus riparian zone. *Catena* 167: 130-138. DOI: 10.1016/j.catena.2018.04.027
- DE SOUZA, A. L. T. D., D. G. FONSECA, R. A. LIBÓRIO & M. O. TANAKA. 2013. Influence of riparian vegetation and forest structure on the water quality of rural low-order streams in SE Brazil. *Forest Ecology and Management* 298: 12-18. DOI: 10.1016/j.foreco.2013.02.022
- DEEGAN, L. A., C. NEILL, C. L. HAUPERT, M. V. R. BALLESTER, A. V. KRUSCHE, R. L. VICTORIA, S. M. THOMAS & E. DE MOOR. 2011. Amazon deforestation alters small stream structure, nitrogen biogeochemistry and connectivity to larger rivers. *Biogeochemistry* 105: 53-74. DOI: 10.1007/s10533-010-9540-4
- DING, J., Y. JIANG, Q. LIU, Z. HOU, J. LIAO, L. FU & Q. PENG. 2016. Influences of the land use pattern on water quality in low-order streams of the Dongjiang River basin, China: A multi-scale analysis. *Science of the Total Environment* 551-552: 205-216. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2016.01.162
- DODDS, W. K. 2006. Eutrophication and trophic state in rivers and streams. *Limnology and Oceanography* 51 (1 II): 671-680. DOI: 10.4319/lo.2006.51.1_part_2.0671
- DODDS, W. K., J. R. JONES & E. B. WELCH. 1998. Suggested classification of stream trophic state: Distributions of temperate stream types by chlorophyll, total nitrogen, and phosphorus. *Water Research* 32 (5): 1455-1462. DOI: 10.1016/S0043-1354(97)00370-9
- DODDS, W. K. & M. R. WHILES. 2010. *Freshwater ecology: concepts and environmental applications of limnology*. 2da ed. Academic Press, Amsterdam. 811 p.
- DOS REIS OLIVEIRA, P. C., H. G. VAN DER GEEST, M. H. S. KRAAK & P. F. M. VERDONSCHOT. 2019. Land use affects lowland stream ecosystems through dissolved oxygen regimes. *Scientific Reports* 9: 19685. DOI: 10.1038/s41598-019-56046-1
- DOSSKEY, M. G., P. VIDON, N. P. GURWICK, C. J. ALLAN, T. P. DUVAL & R. LOWRANCE. 2010. The role of riparian vegetation in protecting and improving chemical water quality in streams. *Journal of the American Water Resources Association* 46 (2): 261-277. DOI: 10.1111/j.1752-1688.2010.00419.x
- DRISCOLL, C. T. C., D. WHITALL, J. ABER, E. BOYER, M. CASTRO, C. CRONAN, C. L. GOODALE, P. GROFFMAN, C. HOPKINSON, K. LAMBERT, G. LAWRENCE & S. OLLINGER. 2003. Nitrogen pollution in the northeastern United States: Sources, effects, and management options. *BioScience* 53 (4): 357-374. <http://bioscience.oxfordjournals.org/content/53/4/357.short>
- ENCALADA, A. C., J. CALLES, V. FERREIRA, C. M. CANHOTO, M. A. S. GRAÇA & M. A. S. GRACA. 2010. Riparian land use and the relationship between the benthos and litter decomposition in tropical montane streams. *Freshwater Biology* 55: 1719-1733. DOI: 10.1111/j.1365-2427.2010.02406.x
- ESPINOZA-TOLEDO, A., M. MENDOZA-CARRANZA, M. M. CASTILLO, E. BARBA-MACÍAS & K. A. CAPPS. 2021. Taxonomic and functional responses of macroinvertebrates to riparian forest conversion in tropical streams. *Science of the Total Environment* 757: 143972. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2020.143972
- FETSCHER, A. E., M. D. A. HOWARD, R. STANCHEVA, R. M. KUDELA, E. D. STEIN, M. A. SUTULA, L. B. BUSSE & R. G. SHEATH. 2015. Wadeable streams as widespread sources of benthic cyanotoxins in California, USA. *Harmful Algae* 49: 105-116. DOI: 10.1016/j.hal.2015.09.002
- FIGUEIREDO, R. DE O., A. ÇAK & D. MARKEWITZ. 2020. Agricultural impacts on hydrobiogeochemical cycling in the Amazon: Is there any solution? *Water* 12 (3): 1-14. DOI: 10.3390/w12030763
- FIGUEIREDO, R. O., D. MARKEWITZ, E. A. DAVIDSON, A. E. SCHULER, O. DOS S. WATRIN & P. DE SOUZA SILVA. 2010. Land-use effects on the chemical attributes of low-order streams in the eastern Amazon. *Journal of Geophysical Research: Biogeosciences* 115 (4): 1-14. DOI: 10.1029/2009JG001200
- FRIENDLY, M. 1994. Mosaic displays for multi-way contingency tables. *Journal of the American Statistical Association* 89 (425): 190-200. DOI: 10.1080/01621459.1994.10476460
- GEISSEN, V., I. HERNÁNDEZ CASASOLA & A. LOZADA SEPÚLVEDA. 2006. Effect of open ditch draining on sediment and soil properties in cultivated areas in southeast Mexico. *Geoderma* 136 (1-2): 401-410. DOI: 10.1016/j.geoderma.2006.04.002
- GERMER, S., C. NEILL, T. VETTER, J. CHAVES, A. V. KRUSCHE & H. ELSENBEER. 2009. Implications of long-term land-use change for the hydrology and solute budgets of small catchments in Amazonia. *Journal of Hydrology* 364 (3-4): 349-363. DOI: 10.1016/j.jhydrol.2008.11.013
- GIRI, S. & Z. QIU. 2016. Understanding the relationship of land uses and water quality in Twenty First Century: A review. *Journal of Environmental Management* 173: 41-48. DOI: 10.1016/j.jenvman.2016.02.029
- GLENDELL, M. & R. E. BRAZIER. 2014. Accelerated export of sediment and carbon from a landscape under intensive agriculture. *Science of the Total Environment* 476: 643-656. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2014.01.057

- HUANG, W., J. MAO, D. ZHU & C. LIN. 2020. Impacts of land use and land cover on water quality at multiple buffer-zone scales in a lakeside city. *Water* 12 (1): 47. DOI: 10.3390/w12010047
- HUTCHINS, M. G., A. C. JOHNSON, A. DEFLANDRE-VLANDAS, S. COMBER, P. POSEN & D. BOORMAN. 2010. Which offers more scope to suppress river phytoplankton blooms: Reducing nutrient pollution or riparian shading? *Science of the Total Environment* 408 (21): 5065-5077. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2010.07.033
- INEGI (INSTITUTO NACIONAL DE ESTADÍSTICA Y GEOGRAFÍA). 2017. *Anuario estadístico y geográfico de Tabasco 2017*. Instituto Nacional de Estadística y Geografía, Aguascalientes. 443 p. <https://www.inegi.org.mx/app/biblioteca/ficha.html?upc=702825095123>
- ÍÑIGUEZ-ARMIJOS, C., H. HAMPEL & L. BREUER. 2018. Land-use effects on structural and functional composition of benthic and leaf-associated macroinvertebrates in four Andean streams. *Aquatic Ecology* 52 (1): 77-92. DOI: 10.1007/s10452-017-9646-z
- ÍÑIGUEZ-ARMIJOS, C., A. LEIVA, H. G. FREDE, H. HAMPEL & L. BREUER. 2014. Deforestation and benthic indicators: How much vegetation cover is needed to sustain healthy Andean streams? *PLoS ONE* 9 (8): 1-10. DOI: 10.1371/journal.pone.0105869
- JARVIE, H. P., D. R. SMITH, L. R. NORTON, F. K. EDWARDS, M. J. BOWES, S. M. KING, P. SCARLETT, S. DAVIES, R. M. DILS & N. BACHILLER-JARENO. 2018. Phosphorus and nitrogen limitation and impairment of headwater streams relative to rivers in Great Britain: A national perspective on eutrophication. *Science of the Total Environment* 621: 849-862. DOI: 10.1016/j.scitotenv.2017.11.128
- JAYAWARDANA, J. M. C. K., W. D. T. M. GUNAWARDANA, E. P. N. UDAYAKUMARA & M. WESTBROOKE. 2017. Land use impacts on river health of Uma Oya, Sri Lanka: implications of spatial scales. *Environmental Monitoring and Assessment* 189 (4): 192. DOI: 10.1007/s10661-017-5863-0
- JOHNSON, G. D., W. L. MYERS & G. P. PATIL. 2001. Predictability of surface water pollution loading in Pennsylvania using watershed-based landscape measurements. *Journal of the American Water Resources Association* 37 (4): 821-835. DOI: 10.1111/j.1752-1688.2001.tb05515.x
- JORDAN, T. E., D. L. CORRELL & D. E. WELLER. 1997. Effects of agriculture on discharges of nutrients from coastal plain watersheds of Chesapeake Bay. *Journal of Environmental Quality* 26 (3): 836-848. DOI: 10.2134/jeq1997.00472425002600030034x
- JUJONOVSKY, J., L. ALMEIDA-LEÑERO, M. BOJORGE-GARCÍA, Y. L. MONGES, E. CANTORAL-URIZA & M. MAZARI-HIRIART. 2010. Hydrologic ecosystem services: water quality and quantity in the Magdalena River, Mexico City. *Hidrobiológica* 20 (2): 113-126.
- KALCIC, M. M., J. FRANKENBERGER, I. CHAUBEY, L. PROKOPY & L. BOWLING. 2015. Adaptive targeting: Engaging farmers to improve targeting and adoption of agricultural conservation practices. *Journal of the American Water Resources Association* 51 (4): 973-991. DOI: 10.1111/1752-1688.12336
- KUGLEROVÁ, L., A. ÅGREN, R. JANSSON & H. LAUDON. 2014. Towards optimizing riparian buffer zones: Ecological and biogeochemical implications for forest management. *Forest Ecology and Management* 334: 74-84. DOI: 10.1016/j.foreco.2014.08.033
- LAKE, P. S. 2007. Flowing Waters in the Landscape. In: D. B. Lindenmayer & R. J. Hobbs (Eds.), *Managing and Designing Landscapes for Conservation: Moving from Perspectives to Principles*. Blackwell Publishing Ltd. Pp. 445-457. DOI: 10.1002/9780470692400
- LEI, C., P. D. WAGNER & N. FOHRER. 2021. Effects of land cover, topography, and soil on stream water quality at multiple spatial and seasonal scales in a German lowland catchment. *Ecological Indicators* 120: 106940. DOI: 10.1016/j.ecolind.2020.106940
- LEWIS, W. M. 1986. Nitrogen and phosphorus runoff losses from a nutrient-poor tropical moist forest. *Ecology* 67 (5): 1275-1282.
- LEWIS, W. M. J., J. F. SAUNDERS, S. N. LEVINE & F. H. WEIBEZAHN. 1986. Organic carbon in the Caura River, Venezuela. *Limnology and Oceanography* 31 (3): 653-656. <https://doi.org/10.4319/lo.1986.31.3.0653>
- LI, S., S. GU, X. TAN & Q. ZHANG. 2009. Water quality in the upper Han River basin, China: The impacts of land use/land cover in riparian buffer zone. *Journal of Hazardous Materials* 165 (1-3): 317-324. <https://doi.org/10.1016/j.jhazmat.2008.09.123>
- Lintern, A., L. McPhillips, B. Winfrey, J. Duncan & C. Grady. 2020. Best management practices for diffuse nutrient pollution: Wicked problems across urban and agricultural watersheds. *Environmental Science and Technology* 54 (15): 9159-9174. DOI: 10.1021/acs.est.9b07511
- LORION, C. M. & B. P. KENNEDY. 2009. Relationships between deforestation, riparian forest buffers and benthic macroinvertebrates in neotropical headwater streams. *Freshwater Biology* 54: 165-180. DOI: 10.1111/j.1365-2427.2008.02092.x
- MACEDO, M. N., M. T. COE, R. DEFRIES, M. URIARTE, P. M. BRANDO, C. NEILL & W. S. WALKER. 2013. Land-use-driven stream warming in southeastern Amazonia. *Philosophical Transactions of the Royal Society B: Biological Sciences* 368: (1619): 20120153. DOI: 10.1098/rstb.2012.0153
- MENDOZA-PONCE, A., R. O. CORONA-NÚÑEZ, L. GALICIA & F. KRAXNER. 2019. Identifying hotspots of land use cover change under socioeconomic and climate change scenarios in Mexico. *Ambio* 48 (4): 336-349. DOI: 10.1007/s13280-018-1085-0
- NEILL, C., L. A. DEEGAN, S. M. THOMAS & C. C. CERRI. 2001. Deforestation for pasture alters nitrogen and phosphorus in small Amazonian streams. *Ecological Applications* 11 (6): 1817-1828. DOI: 10.1890/1051-0761(2001)011[1817:DFPANA]2.0.CO;2
- NEILL, C., M. C. PICCOLO, C. C. CERRI, P. A. STEUDLER & J. M. MELILLO. 2006. Soil solution nitrogen losses during clearing of lowland Amazon forest for pasture. *Plant and Soil* 281 (1-2): 233-245. DOI: 10.1007/s11104-005-4435-1
- NUSCH, E. A. 1980. Comparison of different methods for chlorophyll and pheopigment determination. *Ergeb Limnol.* 14: 14-36
- PONETTE-GONZÁLEZ, A. G., K. A. BRAUMAN, E. MARÍN-SPIOTTA, K. A. FARLEY, K. C. WEATHERS, K. R. YOUNG & L. M. CURRAN. 2015. Managing water services in tropical regions: From land cover proxies to hydrologic fluxes. *Ambio* 44 (5): 367-375. <https://doi.org/10.1007/s13280-014-0578-8>

- R CORE TEAM. 2020. R: A language and environment for statistical computing. R foundation for statistical computing, Vienna, Austria. <https://www.R-project.org/>
- RANDHIR, T. O. & P. EKNES. 2013. Water quality change and habitat potential in riparian ecosystems. *Ecohydrology and Hydrobiology* 13 (3): 192-200. DOI: 10.1016/j.ecohyd.2013.09.001
- RODRÍGUEZ-ROMERO, A. J., A. E. RICO-SÁNCHEZ, E. MENDOZA-MARTÍNEZ, A. GÓMEZ-RUIZ, A., J. E. SEDENO-DÍAZ & E. LÓPEZ-LÓPEZ. 2018. Impact of changes of land use on water quality, from tropical forest to anthropogenic occupation: A multivariate approach. *Water* 10 (11): 1518. DOI: 10.3390/w10111518
- ROLDÁN PÉREZ, G. & J. J. RAMÍREZ RESTREPO. 2008. *Fundamentos de limnología neotropical* (2da ed.). Editorial Universidad de Antioquia. DOI: 10.1167/iov:15-17290
- Roth, N. E., J. D. Allan & D. L. Erickson. 1996. Landscape influences on stream biotic integrity assessed at multiple spatial scales. *Landscape Ecology* 11 (3): 141-156. DOI:10.1007/BF02447513
- Salazar Conde, E. C., J. Zavala, Cruz, O. Castillo Acosta & R. Cámara Artigas. 2004. Evaluación espacial y temporal de la vegetación de la Sierra Madrigal, Tabasco, México (1973-2003). *Investigaciones Geográficas* 54 :7-23.
- SCIERA, K. L., J. A. SMINK, J. C. MORSE, C. J. POST, J. W. PIKE, W. R. ENGLISH, T. KARANFIL, J. C. HAYES, M. A. SCHLAUTMAN & S. J. KLAINE. 2008. Impacts of land disturbance on aquatic ecosystem health: Quantifying the cascade of events. *Integrated Environmental Assessment and Management* 4 (4): 431-442. DOI:10.1897/IEAM_2008-015.1
- SEYMOUR, F. & N. L. HARRIS. 2019. Reducing tropical deforestation. *Science* 365 (6455): 756-757. DOI:10.1126/science.aax8546
- SHEN, Z., X. HOU, W. LI, G. AINI, L. CHEN & Y. GONG. 2015. Impact of landscape pattern at multiple spatial scales on water quality: A case study in a typical urbanised watershed in China. *Ecological Indicators* 48: 417-427. DOI: 10.1016/j.ecolind.2014.08.019
- SHI, P., Y. ZHANG, Z. LI, P. LI & G. XU. 2017. Influence of land use and land cover patterns on seasonal water quality at multi-spatial scales. *Catena* 151: 182-190. DOI: 10.1016/j.catena.2016.12.017
- SHILLA, D. J. & D. A. SHILLA. 2011. The effects of catchment land use on water quality and macroinvertebrate assemblages in Otara Creek, New Zealand. *Chemistry and Ecology* 27 (5): 445-460. DOI: 10.1080/02757540.2011.575374
- SONG, Y., X. SONG, G. SHAO & T. HU. 2020. Effects of land use on stream water quality in the rapidly urbanized areas: A multiscale analysis. *Water* 12 (4): 1123.
- Sponseller, R. A., E. F. Benfield & H. M. Valett. 2001. Relationships between land use, spatial scale and stream macroinvertebrate communities. *Freshwater Biology* 46 (10): 1409-1424. DOI: 10.1046/j.1365-2427.2001.00758.x
- STEWART, J. S., L. WANG, J. LYONS, J. A. HORWATICH & R. BANNERMAN. 2001. Influences of watershed, riparian-corridor, and reach-scale characteristics on aquatic biota in agricultural watersheds. *Journal of the American Water Resources Association* 37 (6): 1475-1487. DOI: 10.1111/j.1752-1688.2001.tb03654.x
- STUDINSKI, J. M., K. J. HARTMAN, J. M. NILES & P. KEYSER. 2012. The effects of riparian forest disturbance on stream temperature, sedimentation, and morphology. *Hydrobiologia* 686 (1): 107-117. DOI: 10.1007/s10750-012-1002-7
- SU, W. C., J. F. AHERN & C. Y. CHANG. 2016. Why should we pay attention to "inconsistent" land uses? A viewpoint on water quality. *Landscape and Ecological Engineering* 12: 247-254. DOI: 10.1007/s11355-016-0293-7
- SUN, R., Z. WANG, L. CHEN & W. WANG. 2013. Assessment of surface water quality at large watershed scale: Land-use, anthropogenic, and administrative impacts. *Journal of the American Water Resources Association* 49 (4): 741-752. DOI: 10.1111/jawr.12033
- SUPLEE, M. W., V. WATSON, M. TEPLY & H. MCKEE. 2009. How green is too green? Public opinion of what constitutes undesirable algae levels in streams. *Journal of the American Water Resources Association* 45 (1): 123-140. DOI: 10.1111/j.1752-1688.2008.00265.x
- SWEENEY, B. W. & J. D. NEWBOLD. 2014. Streamside forest buffer width needed to protect stream water quality, habitat, and organisms: a literature review. *Journal of the American Water Resources Association* 50 :560-584. DOI: 10.1111/jawr.12203
- TANAKA, M. O., A. L. T. DE SOUZA, L. E. MOSCHINI & A. K. DE OLIVEIRA. 2016. Influence of watershed land use and riparian characteristics on biological indicators of stream water quality in southeastern Brazil. *Agriculture, Ecosystems and Environment* 216: 333-339. DOI: 10.1016/j.agee.2015.10.016
- Taniwaki, R. H., C. C. Cassiano, A. A. Fransozi, K. V. Vásquez, R. G. Posada, G. V. Velásquez & S. F. B. Ferraz. 2019. Effects of land-use changes on structural characteristics of tropical high-altitude Andean headwater streams. *Limnológica* 74 (August 2018): 1-7. DOI: 10.1016/j.limno.2018.10.002
- TONIN, A. M., J. F. GONÇALVES, P. BAMBI, S. R. M. COUCEIRO, L. A. M. FEITOZA, L. E. FONTANA, N. HAMADA, L. U. HEPP, V. G. LEZAN-KOWALCZUK, G. F. M. LEITE, A. L. LEMES-SILVA, L. K. LISBOA, R. C. LOUREIRO, R. T. MARTINS, A. O. MEDEIROS, P. B. MORAIS, Y. MORETTO, P. C. A. OLIVERIA, E. B. PEREIRA, L. P. FERREIRA, J. PÉREZ, M. M. PETRUCIO, D. F. REIS, R. S. REZENDE, N. ROQUE, L. E. P. SANTOS, A. E. SIEGLOCH, G. TONELLO & L. BOYERO. 2017. Plant litter dynamics in the forest-stream interface: Precipitation is a major control across tropical biomes. *Scientific Reports* 7 (1): 1-14. DOI: 10.1038/s41598-017-10576-8
- VÁZQUEZ, G., J. A. AKÉ-CASTILLO & M. E. FAVILA. 2011. Algal assemblages and their relationship with water quality in tropical Mexican streams with different land uses. *Hydrobiologia* 667: 173-189. DOI: 10.1007/s10750-011-0633-4
- VIDON, P., M. A. CAMPBELL & M. GRAY. 2008. Unrestricted cattle access to streams and water quality in till landscape of the Midwest. *Agricultural Water Management* 95 (3): 322-330. DOI: 10.1016/j.agwat.2007.10.017
- WILD, R., B. GÜCKER & M. BRAUNS. 2019. Agricultural land use alters temporal dynamics and the composition of organic matter in temperate headwater streams. *Freshwater Science* 38 (3): 566-581. DOI: 10.1086/704828

- WILLIAMS, M. R. & J. M. MELACK. 1997. Solute export from forested and partially deforested catchments in the central amazon. *Biogeochemistry* 38 (1): 67-102. DOI: 10.1023/A:1005774431820
- XU, H., C. CAI, H. DU & Y. GUO. 2021. Responses of water quality to land use in riparian buffers: a case study of Huangpu River, China. *GeoJournal* 86:1657-1669. DOI: 10.1007/s10708-020-10150-2
- ZHANG, H., W. YUAN, W. DONG & S. LIU. 2014. Seasonal patterns of litterfall in forest ecosystem worldwide. *Ecological Complexity* 20: 240-247. DOI:10.1016/j.ecocom.2014.01.003
- ZHANG, J., S. LI & C. JIANG. 2020. Effects of land use on water quality in a River Basin (Daning) of the Three Gorges Reservoir Area, China: Watershed versus riparian zone. *Ecological Indicators* 113 106226. DOI: 10.1016/j.ecolind.2020.106226
- ZHANG, Z., F. ZHANG, J. DU, D. CHEN & W. ZHANG. 2021. Impacts of land use at multiple buffer scales on seasonal water quality in a reticular river network area. *PLOS ONE* 16: e0244606. DOI: 10.1371/journal.pone.0244606

Microalgas asociadas a un vertedero de la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales Cerro de la Estrella, sobre un canal de Xochimilco, Ciudad de México

Microalgae associated with a landfill of the Cerro de la Estrella Wastewater Treatment Plant, on a channel in Xochimilco, Mexico City

Saúl Almanza Encarnación¹; María Guadalupe Figueroa Torres²; María Jesús Ferrara Guerrero³; Aída del Rosario Malpica Sánchez⁴; José Roberto Ángeles Vázquez³

Recibido: 07 de julio de 2022.

Aceptado: 16 de marzo de 2023.

Publicado: abril de 2023.

RESUMEN

¹ Maestría en Ecología Aplicada, Universidad Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco

² Laboratorio de Ficológia y Fitofarmacología, Universidad Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco

³ Laboratorio de Ecología Microbiana, Universidad Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco

⁴ Laboratorio de Calidad del Agua, Universidad Autónoma Metropolitana unidad Xochimilco, Calzada del Hueso 1100, Colonia Villa Quietud, 04960, México

***Corresponding author:**

Saúl Almanza Encarnación: e-mail: saul20almanza@gmail.com

To quote as:

López-Valdez, M. L., H. S. Espinosa-Pérez & A. L. báñez

Almanza Encarnación, S., M. G. Figueroa Torres, M. J. Ferrara Guerrero, A. del R. Malpica Sánchez & J. R. Ángeles Vázquez. 2023. Microalgas asociadas a un vertedero de la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales Cerro de la Estrella, sobre un canal de Xochimilco, Ciudad de México. *Hidrobiológica* 33 (1): 73-86.

DOI:10.24275/uam/izt/dcb/hidro/2023v33n1/Figueroa

Antecedentes. La Planta de tratamiento de aguas residuales (PTAR) Cerro de la Estrella descarga aguas tratadas en diferentes sitios de la Ciudad de México por medio de tubos o vertederos, en donde se desarrollan de manera diferencial, algunas microalgas en función de las condiciones ambientales. **Objetivo.** Conocer la composición y distribución de la ficoflora asociada a un vertedero proveniente de la PTAR Cerro de la Estrella, sobre un canal de la zona chinampera de Xochimilco, Ciudad de México y su relación con algunas variables físicas y químicas. **Métodos.** Se establecieron seis puntos de muestreo en un área cercana a un vertedero de agua residual, las muestras de algas se recolectaron con red de arrastre y con botella van Dorn. Se analizaron parámetros físicos y químicos del agua (temperatura, pH, conductividad, nitritos, nitratos y ortofosfatos). El material ficológico se revisó en un microscopio óptico. Se realizó un análisis de regresión lineal para conocer la relación entre riqueza y abundancia de especies versus los parámetros físicos y químicos medidos. **Resultados.** Se identificó un total de 88 especies pertenecientes a siete Phylum, siendo Bacillariophyta el más diverso con 35 especies, seguido de las Chlorophyta con 26; las Euglenozoa, Cyanobacteria y Miozoa tuvieron 16, 6 y 3 especies respectivamente; mientras que los Phylum Cryptista y Ochrophyta solo presentaron una especie. Los *taxa* más frecuentes fueron *Chlorella* sp., *Desmodesmus protuberans*, *Stephanocyclus meneghinianus* y *Gomphonema* sp., encontrándose en los seis puntos muestreados; por su parte los más abundantes fueron *Aulacoseira granulata* var. *angustissima* con 1120 cél/mL, *S. meneghinianus* y *Aulacoseira granulata* con 960 y 625 cél/mL respectivamente; asimismo *Microcystis aeruginosa* con 490 cél/mL. **Conclusiones.** Se observaron 25 nuevos registros para la zona de estudio. Dominaron las especies de los Phylum Bacillariophyta y Chlorophyta. Se registró *M. aeruginosa*, especie causante de florecimientos algales nocivos, pero pequeñas cantidades. Se observó distribución diferencial de las especies, a pesar de la estabilidad física y química a lo largo de los puntos muestreados.

Palabras clave. Agua residual, distribución y abundancia, microalgas, Bacillariophyta, Chlorophyta.

ABSTRACT

Background. The Cerro de la Estrella Wastewater Treatment Plant (PTAR) discharges treated water at different sites in Mexico City through pipes or spillways, where some microalgae develop differentially depending on environmental conditions. **Objective.** To know the composition and distribution of the phycoflora associated with a landfill from the Cerro de la Estrella WWTP, on a channel in the chinampera area of Xochimilco, Mexico City and its relationship with some physical and chemical variables. **Methods.** Six sampling points were established in an area close to a wastewater dump, the algae samples were collected with a trawl net and a van Dorn bottle. Physical and chemical parameters of the water (temperature, pH, conductivity, nitrites, nitrates, and orthophosphates) were analyzed. Phycological material was reviewed under an optical

microscope. A linear regression analysis was carried out to determine the relationship between richness and abundance of species versus the physical and chemical parameters measured. **Results.** A total of 88 species belonging to seven Phylum were identified, with Bacillariophyta being the most diverse with 35 species, followed by Chlorophyta with 26; the Euglenozoa, Cyanobacteria and Miozoa had 16, 6 and 3 species respectively; while the Phylum Cryptista and Ochrophyta only presented one species. The most frequent taxa were *Chlorella* sp., *Desmodesmus protuberans*, *Stephanocyclus meneghinianus* and *Gomphonema* sp., found in the six sampled points; On the other hand, the most abundant were *Aulacoseira granulata* var. *angustissima* with 1120 cells/mL, *S. meneghinianus* and *Aulacoseira granulata* with 960 and 625 cells/mL respectively; likewise, *Microcystis aeruginosa* with 490 cells/mL. **Conclusions.** 25 new records were observed for the study area. Species of the Phylum Bacillariophyta and Chlorophyta dominated. *M. aeruginosa*, a species that causes harmful algal blooms, was recorded, but in small quantities. Differential distribution of the species was observed, despite the physical and chemical stability throughout the sampled points.

Keywords. Wastewater, distribution and abundance, microalgae, Bacillariophyta, Chlorophyta.

INTRODUCCIÓN

En general las microalgas son organismos acuáticos de unas cuantas micras; en su mayoría fotoautótrofos, aunque algunas especies pueden presentar un metabolismo mixótrofo o heterótrofo (Brennan & Owende, 2010; Ruiz, 2011; Jbari, 2012).

Cuentan con una alta eficiencia en la fijación del CO₂, incluso hasta cuatro veces superior a la de las plantas terrestres (Bermeo, 2011), de igual forma colaboran en la liberación de oxígeno, el cual es vital para la mayoría de los seres vivos (Martínez, 2015; Jbari, 2012). Las microalgas no son exclusivas de ambientes acuáticos, por lo que existen especies que pueden vivir en ambientes terrestres y aéreos y en condiciones extremas como: cavernas, suelos desérticos, hielos o nieves, lagos hipersalinos, ácidos, alcalinos y con elevadas temperaturas (Gómez, 2007).

Las microalgas tienen gran importancia en el tratamiento de aguas residuales provenientes de zonas urbanas, industriales o agrícolas, este tipo de aguas son ricas en carbono, nitrógeno y fósforo, los cuales son aprovechados por estos organismos para su crecimiento (González *et al.*, 1992; Jbari, 2012), por lo que a través de su consumo, reducen la concentración de nutrientes, lo que contribuyen a la depuración del agua y a la liberación de oxígeno que es aprovechado por otros organismos acuáticos y terrestres (Méndez *et al.*, 2010; Codina *et al.*, 2012). Además, la biomasa resultante puede tener una gran variedad de usos, como biofertilizantes, suplementos alimenticios, productos farmacéuticos y cosméticos; (AST Ingeniería S. L., 2013; Hernández & Labbé, 2014).

Sobre el estudio florístico de las microalgas de Xochimilco, existen varios trabajos que dan información sobre su diversidad en ese cuerpo de agua y sirven de referencia como indicadores biológicos a través de conocer el nivel de estabilidad o cambio en su estructura comunitaria a lo largo del tiempo y del espacio, asociada a cambios ambientales y climáticos. Los grupos algales predominantes en este sitio son: Bacillariophyta, Chlorophyta, Cyanoprocaryota, Pyrrophyta, Euglenophyta

y Chrysophyta (Sámano-Bishop, 1933; Flores, 1980; Reynoso, 1986; Santos, 2004; Velasco, 2004; Hernández, 2007; Figueroa *et al.*, 2008 y 2015; López *et al.*, 2015 y Tavera *et al.*, 2018). Considerando la importancia de las microalgas, el objetivo planteado en este trabajo fue, conocer la composición y distribución de la ficoflora asociada a un vertedero proveniente de PTAR Cerro de la Estrella, sobre un canal de la zona chinampera de Xochimilco, Ciudad de México y su relación con algunas variables físicas y químicas.

MATERIALES Y MÉTODOS

El sistema lacustre de Xochimilco se encuentra al sur de la Ciudad de México, entre las coordenadas geográficas: 19° 00' y 19° 20' Latitud Norte; 99° 00' y 99° 16' Longitud Oeste, con una superficie aproximada de 2 657 ha, y una altitud de entre 2240 a 2500 msnm (Arcos *et al.*, 2002; Abeja, 2011; GDF, 2013). El clima es templado subhúmedo, con lluvias en verano y con una temperatura media anual que varía entre 8 a 18°C. La precipitación pluvial promedio es de 620 mm/año, las lluvias más abundantes se presentan entre los meses de junio y septiembre y las mínimas de diciembre a febrero (Molina, 2009).

Xochimilco tiene una longitud aproximada de 203 km de canales interconectados, entre los más importantes se encuentran el de Cuemanco, el Nacional, Chalco, del Bordo, Apatlaco, San Sebastián, Apampilco, Texhuilo y Japón. Las principales lagunas son Tlilac, del Toro, Huetzalín, Apampilco, Texhuilo, además del Lago de conservación de flora y fauna de San Gregorio Atlapulco (GDF, 2006).

El área de estudio se localiza en el antiguo canal de Cuemanco, donde en el efluente proveniente de la Planta de tratamiento de agua residual (PTAR) Cerro de la Estrella se establecieron seis puntos de muestreo: 1) en el efluente de la PTAR, 2) en la caída de agua de este sitio que conecta a un canal, los siguientes puntos se colocaron a distancias conocidas: 3) 10 m, 4) 20 m 5) 40 m y 6) 60 m (Fig. 1).

Para conocer la composición de las microalgas se tomaron dos tipos de muestras, las primeras para análisis cuantitativo, se tomaron con ayuda de una botella Van Dorn, se guardaron en frascos de 500 mL y se les añadió lugol al 1% final; en cuanto a las segundas, para análisis cualitativo se empleó una red de arrastre con abertura de malla de 54 µm, estas muestras se depositaron en frascos ámbar de 30 mL y se les agregó formalina al 4% final. De cada punto se registraron datos de pH mediante un potenciómetro marca HANNA, temperatura y conductividad con una sonda YSI, profundidad y turbidez con un disco de Secchi. Además, se tomaron 100 mL de agua para determinar en el laboratorio los nutrientes: nitritos (NO₂), nitratos (NO₃-), amonio (NH₄+) y ortofosfatos (PO₄³⁻) a partir de las técnicas basadas en APHA (1989), utilizando un Fotómetro Multiparamétrico HANNA, modelo HI 83200.

La revisión de muestras de microalgas se llevó a cabo en el laboratorio de Ficología y Fitofarmacología de la UAM Xochimilco, utilizando un microscopio óptico marca Zeiss modelo Axiostar. Se tomaron alícuotas de 0.1 mL y se revisaron con la técnica de barrido propuesta por Schwöerbel (1975), la cual consiste en localizar un punto de inicio y hacer la revisión en forma de "transectos", de cada muestra se revisaron las alícuotas necesarias hasta que no se observó ningún organismo nuevo. Se tomaron fotomicrografías de las distintas especies observadas y se les realizó conteos celulares con la misma técnica con el fin de conocer su distribución y abundancia.



Figura 1. Zona de estudio y puntos de muestreo (basado en Google Earth, 2020).

Para la identificación taxonómica de las especies se utilizaron las descripciones y claves de Bourrelly (1966, 1968, 1970), Whitford & Schumacher (1969), Ortega (1972, 1984), Figueroa & Moreno (2003), Figueroa *et al.* (2008), Valadez *et al.* (2010) y Guiry & Guiry (2022).

Para analizar las diferencias en los valores de las concentraciones de nutrientes y parámetros tomados *in situ* y los analizados en el laboratorio, de los puntos de muestreo, se obtuvo el coeficiente de variación; por otra parte, se realizó un análisis de correlación lineal para conocer que parámetros tomados en campo influyeron en la riqueza y abundancia de especies en cada punto de muestreo, ambos análisis se realizaron utilizando el programa Excel versión 2013.

RESULTADOS

Se encontró un total de 88 especies (Figs. 2-4) pertenecientes a siete Phylum, 25 Órdenes, 36 Familias y 56 Géneros (Tablas 1, 2 y 3), siendo Bacillariophyta el Phylum más diverso con 35 especies, seguido de Chlorophyta con 26, mientras que los Phylum Euglenozoa, Cyanobacteria y Miozoa tuvieron 16, 6 especies respectivamente, por otra parte, los Phylum Ochrophyta y Cryptista solo presentaron una especie.

Del total de especies, las más frecuentes fueron las clorofitas *Chlorella* sp. Beyerinck [Beijerinck] y *Desmodesmus protuberans* (F.E. Fritsch & M.F.Rich) E.Hegewald y las diatomeas *Stephanocyclus meneghinianus* (Kützing) Kulikovskiy, Genkal & Kociolek y *Gomphonema* sp. Ehrenberg, encontrándose en los seis puntos muestreados.

En cuanto al número de organismos, las especies más abundantes fueron: *Aulacoseira granulata* var. *angustissima* (Otto Müller) Simonsen con 1120 cél/mL, *S. meneghinianus* y *Aulacoseira granulata* (Ehrenberg) Simonsen con 960 y 625 cél/mL respectivamente, pertenecientes al phylum Bacillariophyta y la Cyanobacteria: *Microcystis aeruginosa* (Kützing) Kützing con 490 cél/mL.

De los puntos muestreados, donde se registró la menor cantidad de especies fue el tomado directamente del vertedero con 16 (Fig. 5) mientras que el punto que presentó la mayor riqueza específica fue el ubicado a los 20 m de distancia del vertedero con 56 taxa.

Parámetros físicos y químicos

Los valores de los parámetros físicos y químicos tomados en campo se muestran en la Tabla 4. Se incluye el coeficiente de variación, el cual mostró que los parámetros fisicoquímicos monitoreados presentaron una proporción de variación baja en la mayoría de ellos (2-18%), a excepción del valor de la profundidad donde se obtuvo 37%.

La concentración de nitritos fue más alta en la muestra tomada directamente abajo del vertedero con 0.751 mg/L y la más baja a los 20 m con 0.621 mg/L. Los nitratos variaron de 6.9 y 14 mg/L, encontrándose de igual forma el valor más alto en la muestra directa debajo del vertedero y el más bajo a los 20 m; por el contrario, la concentración más baja de amonio se encontró en la muestra directa debajo del vertedero con 0.0129 mg/L y la más alta en la muestra a los 20 m con 0.0174 mg/L. Por otra parte, las concentraciones de ortofosfatos

variaron entre 5.4 y 7.1 mg/L, encontrándose el valor más bajo en la muestra tomada a los 40 m y la concentración más alta se registró en la muestra de 10 m (Fig. 6).

Con respecto a los valores de nitritos, nitratos y ortofosfatos obtenidos en las muestras se puede observar que al alejarse del vertedero estos disminuyen paulatinamente, a diferencia del amonio que muestra un comportamiento inverso.

Por otra parte, en cuanto a los valores del análisis de correlación lineal de la riqueza de especies, con respecto a los nitritos, nitratos y amonio tienen un valor más alto en comparación de la riqueza de especies con los parámetros físicos. En cambio, en cuanto a la abundancia, se observa que ésta tiene una correlación más alta con los nitritos y el amonio, así como con la conductividad (Tabla 5).



Figura 2. *Achnantheidium minutissimum*, 2. *Halamphora montana*, 3. *Amphora ovalis*, 4. *Aulacoseira granulata*, 5. *Aulacoseira granulata* var. *angustissima*, 6. *Brebissonia lanceolata*, 7. *Caloneis bacillum*, 8. *Cocconeis placentula*, 9. *Stephanocyclus meneghinianus*, 10. *Denticula elegans*, 11. *Encyonema minutum*, 12. *Epithemia adnata*, 13. *Epithemia* cf. *muelleri*, 14. *Epithemia turgida*, 15. *Eunotia metamonodon*, 16. *Eunotia minor*, 17. *Ulnaria acus*, 18. *Staurosira* cf. *construens*, 19. *Staurosira venter*, 20. *Fragilaria dorsiventralis*, 21. *Gomphonema affine*, 22. *Gomphonema exilissimum*, 23. *Gomphonema lagenula*, 24. *Gomphonema* sp 1, 25. *Gomphonema* sp 2, 26. *Lemnicola hungarica*, 27. *Navicula* sp 1, 28. *Navicula* sp 2, 29. *Placoneis elginensis*, 30. *Rhoicosphenia abbreviata*, 31. *Rhopalodia gibberula*, 32. *Sellaphora pupula*, 33. *Staurosira construens*, 34. *Tabularia fasciculata*, 35. *Ulnaria ulna*. **Barras = 10µm.**

Tabla 1. Microalgas del Phylum Bacillariophyta del vertedero Cerro de la Estrella.

Orden	Familia	Género	Especie
Achnanthes	Cocconeidaceae	Cocconeis	<i>Cocconeis placentula</i> Ehrenberg
Aulacoseirales	Aulacoseiraceae	Aulacoseira	<i>Aulacoseira granulata</i> (Ehrenberg) Simonsen <i>Aulacoseira granulata</i> var. <i>angustissima</i> (Otto Müller) Simonsen
Bacillariales	Bacillariaceae	Denticula	<i>Denticula elegans</i> Kützing
Cocconeidales	Achnanthidiaceae	Achnanthidium	<i>Achnanthidium minutissimum</i> (Kützing) Czarnecki
		Lemnicola	<i>Lemnicola hungarica</i> (Grunow) Round & Basson
Cymbellales	Cymbellaceae	Brebissonia	<i>Brebissonia lanceolata</i> (C.Agardh) R.K.Mahoney & Reimer
	Gomphonemataceae	Encyonema	<i>Encyonema minutum</i> (Hilse) D.G.Mann
		Gomphonema	<i>Gomphonema lagenula</i> Kützing <i>Gomphonema affine</i> Kützing <i>Gomphonema exilissimum</i> (Grunow) Lange-Bertalot & E.Reichardt <i>Gomphonema</i> sp 1 Ehrenberg <i>Gomphonema</i> sp 2 Ehrenberg
		Placoneis	<i>Placoneis elginensis</i> (W.Gregory) E.J.Cox
	Rhoicospheniaceae	Rhoicosphenia	<i>Rhoicosphenia abbreviata</i> (C. Agardh) Lange-Bertalot
Eunotiales	Eunotiaceae	Eunotia	<i>Eunotia metamonodon</i> Lange-Bertalot <i>Eunotia minor</i> (Kützing) Grunow
Fragilariales	Fragilariaceae	Fragilaria	<i>Fragilaria dorsiventralis</i> (Otto Müller) Lange-Bertalot
	Staurosiraceae	Staurosira	<i>Staurosira construens</i> Ehrenberg <i>Staurosira</i> cf. <i>construens</i> Ehrenberg <i>Staurosira venter</i> (Ehrenberg) Cleve & J.D. Möller
Licmophorales	Ulnariaceae	Ulnaria	<i>Ulnaria ulna</i> (Nitzsch) Compère <i>Ulnaria acus</i> (Kützing) Aboal
		Tabularia	<i>Tabularia fasciculata</i> (C.Agardh) D.M Williams & Round
Naviculales	Naviculaceae	Caloneis	<i>Caloneis bacillum</i> (Grunow) Cleve
		Navicula	<i>Navicula</i> sp 1 Ehrenberg <i>Navicula</i> sp 2 Ehrenberg
	Sellaphoraceae	Sellaphora	<i>Sellaphora pupula</i> (Kützing) Mereschkovsky
	Amphipleuraceae	Halamphora	<i>Halamphora montana</i> (Krasske) Levkov
Rhopalodiales	Rhopalodiaceae	Epithemia	<i>Epithemia adnata</i> (Kützing) Brébisson <i>Epithemia</i> cf. <i>muelleri</i> Fricke <i>Epithemia turgida</i> (Ehrenberg) Kützing
		Rhopalodia	<i>Rhopalodia gibberula</i> (Ehrenberg) Otto Müller
Thalassiosirales	Thalassiosiraceae	Stephanocyclus	<i>Stephanocyclus meneghinianus</i> (Kützing) Kulikovskiy, Genkal & Kociolek
Thalassiosiphysales	Catenulaceae	Amphora	<i>Amphora ovalis</i> (Kützing) Kützing

DISCUSIÓN

Según los resultados, se determinó un total de 88 especies de microalgas, de las cuales 55 han sido reportadas previamente por diversos autores, en distintos sitios de los canales de Xochimilco y en diferentes temporadas; 33 son nuevos registros para la zona de estudio, lo que indica que aún no se conoce la totalidad de las especies en este lugar, lo cual puede deberse a que con el tiempo las condiciones del ambiente van cambiando, propiciando cambios en la composición, distribución y abundancia de las especies microalgales y a la introducción de nuevas especies provenientes de otros sitios como es el caso de los efluentes de aguas tratadas.

El phylum Bacillariophyta fue el que presentó mayor riqueza con 35 especies, de las cuales 25 han sido reportadas anteriormente en los canales de Xochimilco. La riqueza de especies de este phylum fue alta en comparación con los estudios realizados por Flores (1980), Reynoso (1986), Orozco (2011), Buendía *et al.* (2015), López *et al.* (2015) y Tavera *et al.* (2018), quienes registraron entre seis y 20 especies. Por su parte, es similar a lo indicado por Santos (2004), quien encontró 39 especies e inferior a lo encontrado por Figueroa *et al.* (2008), quienes reportaron

56 especies. Al comparar las especies encontradas con lo reportado por otros autores se observó que: *Cocconeis placentula* Ehrenberg, *Aulacoseira granulata* (Ehrenberg) Simonsen, *Gomphonema affine* Kützing, *Rhoicosphenia abbreviata* (C. Agardh) Lange-Bertalot, *Ulnaria ulna* (Nitzsch) Compère, *Epithemia turgida* (Ehrenberg) Kützing, *Stephanocyclus meneghinianus* (Kützing) Kulikovskiy, Genkal & Kociolek y *Amphora ovalis* (Kützing) Kützing, son frecuentes y han sido reportadas anteriormente en diferentes estudios realizados en Xochimilco (Flores, 1980; Reynoso, 1986; Figueroa *et al.*, 2008; Orozco, 2011; Buendía *et al.*, 2015; López *et al.*, 2015; Tavera *et al.*, 2018). Lo anterior permite señalar que estas diatomeas son euribiontes, ya que han podido crecer en sistemas de depuración de aguas residuales como en ambientes naturales donde las condiciones limnológicas son diferentes.

En cuanto al phylum Chlorophyta se registraron 26 especies, de las cuales 22 han sido reportadas anteriormente para los canales de Xochimilco, se comparó la riqueza de especies con lo reportado por Reynoso (1986), González (1991) y López *et al.* (2015), observando que la riqueza encontrada en este trabajo es mayor, dichos autores encontraron 10, 19 y siete especies respectivamente; sin embargo, es inferior a lo que reportan Sámano-Bishop (1933), Flores (1980), Velasco (2004)

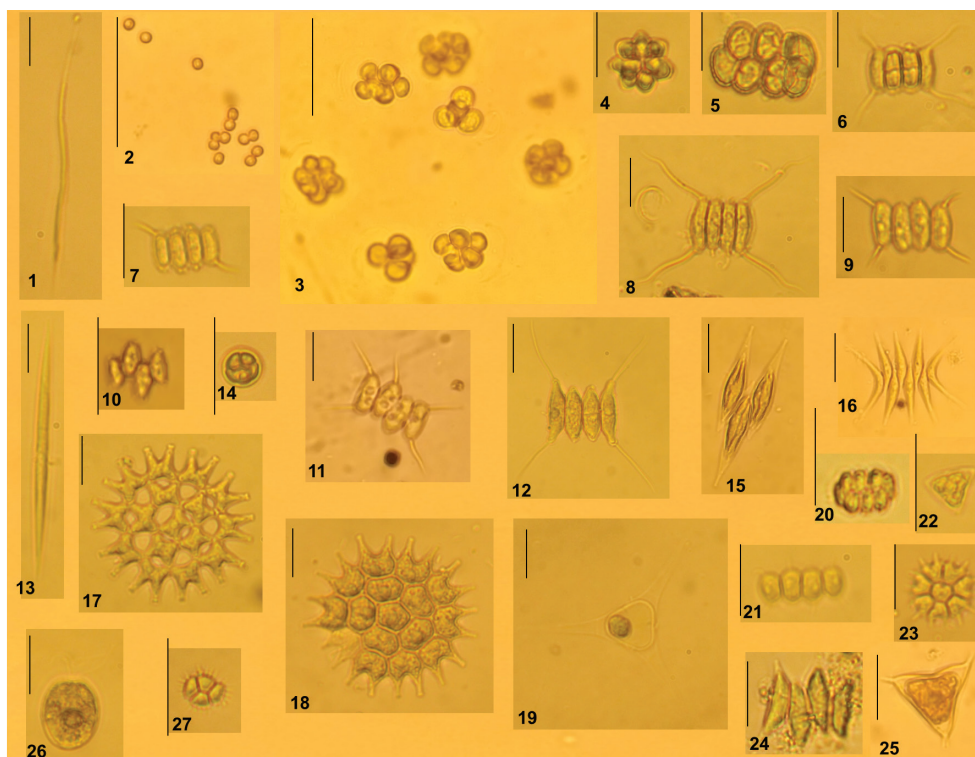


Figura 3. *Ankistrodesmus falcatus*, **2.** *Chlorella* sp, **3.** cf. *Coelastrum microporum*, **4.** *Coelastrum pseudomicroporum*, **5.** *Comasiella arcuata* var. *platydisca*, **6.** *Desmodesmus abundans*, **7.** *Desmodesmus armatus* var. *bicaudatus*, **8.** *Desmodesmus armatus* var. *longispina*, **9.** *Desmodesmus communis*, **10.** *Desmodesmus denticulatus*, **11.** *Desmodesmus opoliensis*, **12.** *Desmodesmus protuberans*, **13.** *Monoraphidium griffithii*, **14.** *Oocystis borgei*, **15.** *Pectinodesmus javanensis*, **16.** *Pectinodesmus pectinatus* f. *tortuosus*, **17.** *Pediastrum duplex*, **18.** *Pseudopediastrum boryanum* var. *longicorne*, **19.** *Pteromonas aculeata*, **20.** *Comasiella* cf. *arcuata*, **21.** *Scenedesmus ellipticus*, **22.** *Staurastrum* sp, **23.** *Stauridium tetras*, **24.** *Tetradasmus dimorphus*, **25.** *Tetraëdriella regularis*, **26.** cf. *Tetrasselmis cordiformis*, **27.** *Tetrastrum staurogeniiforme*. Barras = 10µm.

y Figueroa *et al.* (2008), quienes encontraron entre 34 y 48 especies. El género *Desmodesmus* es el que predominó en este estudio con siete especies, lo cual se explica por tratarse de ambientes lénticos someros con alta cantidad de nutrientes (Comas *et al.*, 2007). Cabe mencionar que se encontraron cuatro nuevos registros para la zona de estudio (*Staurastrum* sp. Meyen ex Ralfs, *Comasiella arcuata* var. *platydisca* (G.M.Smith) E.Hegewald & M.Wolf, *Pectinodesmus pectinatus* f. *tortuosus* (Skuja) E.Hegewald y *Scenedesmus ellipticus* Corda) haciendo una contribución al conocimiento de la ficoflora de este lugar.

Para el phylum Euglenozoa se encontraron 16 especies, mayor a lo reportado en ambientes lóxicos de Oaxaca (Moreno, 2009) y en la laguna de Chignahuapan, Estado de México (Valadez *et al.*, 2010). De las 16 especies encontradas, seis fueron reportadas previamente en los

canales de Xochimilco por Salas (1963), López (1972), Pérez & Salas (1961) y Figueroa *et al.* (2015); las 10 especies restantes son nuevos registros para la zona de estudio (*Euglena próxima* (P.A.Dangeard) M.S. Bennett & Triemer, *Monomorphyne aenigmatica* (Drezepolski) Nudelman & Triemer, *M. pyrum* (Ehrenberg) Mereschkowsky, *Trachelomonas abrupta* Svirenko [Swirenko], *T. verrucosa* A.C.Stokes, *T. volvocinopsis* Svirenko, *Trachelomonas* sp. Ehrenberg, *Lepocinclis acus* (O.F.Müller) B.Marin & Melkonian, *Phacus* cf. *raciborskii* Drezepolski, *P. orbicularis* K.Hübner). Además, se pudo observar que este phylum estuvo dominado por los géneros *Trachelomonas*, *Lepocinclis* y *Phacus*, lo cual corresponde a reservorios eutróficos previamente estudiados en México (Garduño *et al.*, 2011); así como los resultados de Figueroa *et al.* (2015) para los canales de Xochimilco.

Tabla 2. Microalgas del Phylum Chlorophyta del vertedero Cerro de la Estrella.

Orden	Familia	Género	Especie	
Chlamydomonadales	Phacotaceae	Pteromonas	<i>Pteromonas aculeata</i> Lemmermann	
Chlorellales	Chlorellaceae	Chlorella	<i>Chlorella</i> sp Beyerinck [Beijerinck]	
	Oocystaceae	Oocystis	<i>Oocystis borgei</i> J.W.Snow	
Chlorodendrales	Chlorodendraceae	Tetraselmis	cf. <i>Tetraselmis cordiformis</i> (H.J.Carter) F.Stein	
Desmidiales	Desmidiaceae	Staurastrum	<i>Staurastrum</i> sp Meyen ex Ralfs	
		Pediastrum	<i>Pediastrum duplex</i> Meyen	
	Hydrodictyceae	Pseudopediastrum	<i>Pseudopediastrum boryanum</i> var. <i>longicorne</i> (Reinsch) Tsarenko	
		Stauridium	<i>Stauridium tetras</i> (Ehrenberg) E.Hegewald	
		Coelastrum	cf. <i>Coelastrum microporum</i> Nägeli <i>Coelastrum pseudomicroporum</i> Korshikov	
	Sphaeropleales	Scenedesmaceae	Comasiella	<i>Comasiella arcuata</i> var. <i>platydisca</i> (G.M.Smith) E.Hegewald & M.Wolf
				<i>Comasiella</i> cf. <i>arcuata</i> (Lemmermann) E.Hegewald, M.Wolf, Al.Keller, Friedl & Krienitz
<i>Desmodesmus abundans</i> (Kirchner) E.H.Hegewald				
<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>bicaudatus</i> (Guglielmetti) E.H.Hegewald				
Desmodesmus			<i>Desmodesmus armatus</i> var. <i>longispina</i> (Chodat) E.Hegewald	
			<i>Desmodesmus communis</i> (E.Hegewald) E.Hegewald	
			<i>Desmodesmus denticulatus</i> (Lagerheim) S.S.An, T.Friedl & E.Hegewald	
			<i>Desmodesmus opoliensis</i> (P.G.Richter) E.Hegewald	
			<i>Desmodesmus protuberans</i> (F.E.Fritsch & M.F.Rich) E.Hegewald	
			<i>Pectinodesmus pectinatus</i> f. <i>tortuosus</i> (Skuja) E.Hegewald	
Pectinodesmus	<i>Pectinodesmus javanensis</i> (Chodat) E.Hegewald, C.Bock & Krienitz			
	<i>Scenedesmus ellipticus</i> Corda			
Selenastraceae	Tetradesmus	<i>Tetradesmus dimorphus</i> (Turpin) M.J.Wynne		
	Tetrastrum	<i>Tetrastrum staurogeniiforme</i> (Schröder) Lemmermann		
	Ankistrodesmus	<i>Ankistrodesmus falcatus</i> (Corda) Ralfs		
	Monoraphidium	<i>Monoraphidium griffithii</i> (Berkeley) Komárková-Legnerová		

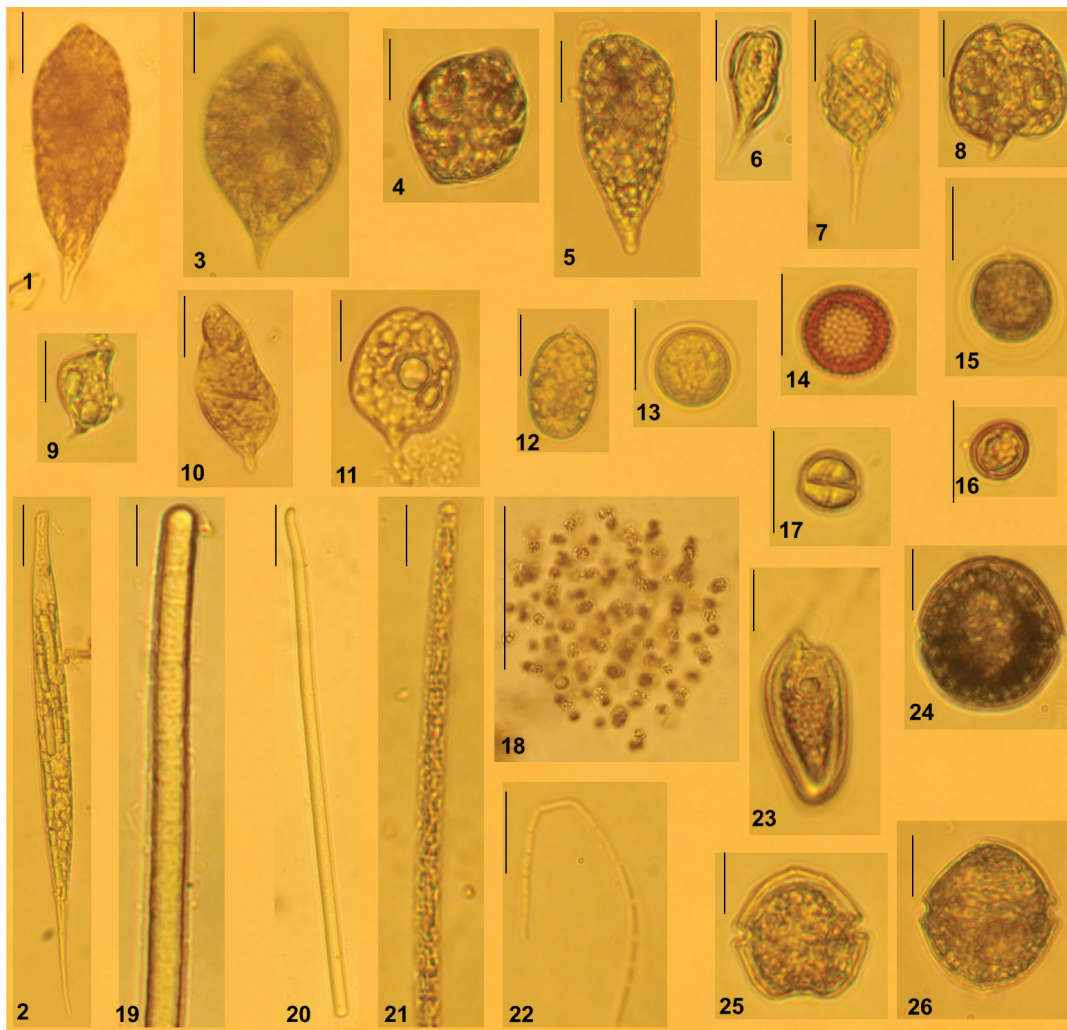


Figura 4. *Euglenaformis proxima*, 2. *Lepocinclis acus*, 3. *Lepocinclis caudata*, 4. *Lepocinclis fusiformis*, 5. *Lepocinclis teres*, 6. *Monomorphina aenigmatica*, 7. *Monomorphina pyrum*, 8. *Phacus acuminatus*, 9. *Phacus cf. inflexus*, 10. *Phacus cf. raciborskii*, 11. *Phacus orbicularis*, 12. *Trachelomonas abrupta*, 13. *Trachelomonas sp.*, 14. *Trachelomonas verrucosa*, 15. *Trachelomonas volvocina*, 16. *Trachelomonas volvocinopsis*, 17. *Chroococcus turgidus*, 18. *Microcystis aeruginosa*, 19. *Oscillatoria ornata*, 20. *Phormidium sp.*, 21. *Planktothrix agardhii*, 22. *Romeria victoriae*, 23. *Cryptomonas sp.*, 24. *Gymnodinium sp.*, 25. *Glochidinium penardiforme*, 26. *Peridinium cf. volzii*. Barras = 10µm.

En el phylum Cyanobacteria se encontraron seis especies, al respecto Murguía (1965) encontró dos, Reynoso (1986) reportó tres, Sámano-Bishop (1933) encontró siete; mientras que Flores (1980) y González (1991), encontraron 29 y 19 especies respectivamente, lo cual es mayor a lo reportado en este trabajo. Cabe mencionar que una de las especies determinadas en este estudio fue *M. aeruginosa*, la cual suele producir microcistina (sustancia hepatotóxica) y es indicadora de ambientes con alta concentración de nutrientes, como sucede en hábitat eutróficos (Carvalho *et al.*, 2013); sin embargo, solo se encontró en dos puntos de muestreo, con valores de hasta 490 cél/mL, es decir que deberá de llevarse un control de estas condiciones ya que constituye un peligro potencial para la vida acuática y para los habitantes de la zona por lo metabolitos que producen este tipo de organismos (Crettaz, 2018).

En el phylum Miozoa solo se registraron tres especies, las cuales han sido reportadas con anterioridad en los canales de Xochimilco (Figueroa & Moreno (2003), Hernández (2007) y Figueroa (2009).

Para el Phylum Ochrophyta solo se encontró una especie, *Tetraëdriella regularis* (Kützing) Fott, la cual se reubicó taxonómicamente por lo que se incluía anteriormente en el Phylum Chlorophyta, además esta especie ha sido reportada previamente en los canales de Xochimilco (Figueroa *et al.*, 2008); por su parte, el Phylum Cryptista igualmente solo presentó una especie, *Cryptomonas sp.* Ehrenberg la cual no ha tenido reportes para los canales de Xochimilco, sin embargo, López *et al.* (2015), reportan una especie para este Phylum, *Cryptomonas ovata* Ehrenberg.

Tabla 3. Microalgas de los Phylum Euglenozoa, Cyanobacteria, Miozoa, Cryptista y Ochrophyta del vertedero Cerro de la Estrella.

Phylum	Orden	Familia	Género	Especie
Euglenozoa	Euglenales	Euglenaceae	Euglenaformis	<i>Euglenaformis proxima</i> (P.A.Dangeard) M.S.Bennett & Triemer
			Monomorphina	<i>Monomorphina aenigmatica</i> (Drezepolski) Nudelman & Triemer
				<i>Monomorphina pyrum</i> (Ehrenberg) Mereschkowsky
			Trachelomonas	<i>Trachelomonas abrupta</i> Svirenko [Swirenko]
				<i>Trachelomonas</i> sp Ehrenberg
				<i>Trachelomonas verrucosa</i> A.C.Stokes
		<i>Trachelomonas volvocina</i> (Ehrenberg) Ehrenberg		
		Phacaceae	Lepocinclis	<i>Trachelomonas volvocinopsis</i> Svirenko
				<i>Lepocinclis acus</i> (O.F.Müller) B.Marin & Melkonian
				<i>Lepocinclis caudata</i> (A.M. da Cunha) Pascher
			Phacus	<i>Lepocinclis fusiformis</i> (H.J.Carter) Lemmermann
				<i>Lepocinclis teres</i> (F.Schmitz) Francé
<i>Phacus acuminatus</i> Stokes				
				<i>Phacus</i> cf. <i>inflexus</i> (I.Kisselev) Pochmann
				<i>Phacus</i> cf. <i>raciborskii</i> Drezepolski
				<i>Phacus orbicularis</i> K.Hübner
Cyanobacteria	Chroococcales	Chroococcaceae	Chroococcus	<i>Chroococcus turgidus</i> (Kützing) Nägeli
		Microcystaceae	Microcystis	<i>Microcystis aeruginosa</i> (Kützing) Kützing
	Oscillatoriales	Oscillatoriaceae	Oscillatoria	<i>Oscillatoria ornata</i> Kützing ex Gomont
		Phormidium	<i>Phormidium</i> sp Kützing ex Gomont	
	Synechococcales	Microcoleaceae	Planktothrix	<i>Planktothrix agardhii</i> (Gomont) Anagnostidis & Komárek
	Romeriaceae	Romeria	<i>Romeria victoriae</i> Komárek & Cronberg	
Miozoa	Gymnodiniales	Gymnodiniaceae	Gymnodinium	<i>Gymnodinium</i> sp F.Stein
	Peridinales	Peridiniaceae	Glochidinium	<i>Glochidinium penardiforme</i> (Er.Lemmermann) Boltovskoy
			Peridinium	<i>Peridinium</i> cf. <i>volzii</i> Lemmermann
Cryptista	Cryptomonadales	Cryptomonadaceae	Cryptomonas	<i>Cryptomonas</i> sp Ehrenberg
Ochrophyta	Goniochloridales	Goniochloridaceae	Tetraëdriella	<i>Tetraëdriella regularis</i> (Kützing) Fott

Con respecto a la distribución de las especies, en la muestra de la salida del vertedero se registraron pocas especies, lo que podría deberse a que estas aguas provienen directamente de la PTAR Cerro de la Estrella y han sido cloradas previamente debido al tratamiento terciario que se les da a este tipo de aguas, lo cual impide el crecimiento de varios organismos entre ellos las microalgas (Barrado, 2016). Por el contrario, a los 20 m de distancia del vertedero se observó la mayor diversidad de especies, lo que se puede atribuir a que en este punto las condiciones ambientales tanto físicas como químicas se estabilizan, además de ser apropiadas para el desarrollo de estos organismos.

Del total de especies 23 fueron raras lo que significa que solo se les encontró en un solo sitio y con muy pocos organismos entre, esto

puede deberse a que solo en esos sitios existieron las condiciones ambientales adecuadas para su desarrollo. Otro factor para considerar se refiere a que este tipo de especies pueden ser estacionales, por lo que se recomienda hacer muestreos en distintas épocas del año para observar su dinámica espacio-temporal, así como de las condiciones ambientales que favorecen su establecimiento.

En cuanto a los parámetros tomados en campo, se pudo observar que la mayoría de ellos no varió significativamente, únicamente la profundidad tuvo una variación mayor al 30%, la cual fue disminuyendo conforme a la distancia, una de las razones puede ser el movimiento que genera la caída del agua en el lago, ya que a mayor distancia el movimiento del agua es menor, lo que favorece un mayor depósito de sedimentos.

Tabla 4. Valores de los factores físicos y químicos en el vertedero Cerro de la Estrella y en los diferentes puntos de muestreo.

	Turbidez (cm)	Profundidad (cm)	Temperatura (°C)	Conductividad (µS/cm)	pH
Directa	ND	ND	21.5	711	8.3
Caída	70	70	21.7	772	8
10m	70	150	21.6	772	7.8
20m	85	95	21.8	775	8
40m	72	92	22.1	784	7.9
60m	50	60	22.5	787	7.7
Desviación estándar	12.52	34.89	0.37	28.06	0.20
Media aritmética	69.4	93.4	21.86	766.83	7.95
Coefficiente de Variación	0.18	0.37	0.02	0.04	0.03
CV expresado en porcentaje (%)	18	37	2	4	3

Sobre el comportamiento de los compuestos nitrogenados en el sistema, se pudo observar una mayor concentración de nitratos (NO_3^-) en el sitio del Vertedero (14 mg/L), y una disminución conforme los sitios estaban más alejados de la caída de agua, esto pudo deberse a la mayor densidad de microalgas encontradas en estos sitios, las cuales pudieron estar aprovechando este nutriente, ya que los nitratos es una de las principales formas de nitrógeno que absorben las microalgas (Grobelaar, 2004).

Sin embargo, en el punto tomado a los 40 m se presentó un ligero aumento en la concentración de nitratos, lo cual pudo deberse a algún factor externo entre ellos alguna descarga clandestina de aguas residuales o el escurrimiento de tierras agrícolas debido a que en ciertas ocasiones se utilizan fertilizantes agrícolas con compuestos nitrogena-

dos, alterando las concentraciones de este nutriente (Vázquez & Ríos, 2004; Pedrozo & Ramírez, 2020).

Lo anterior se complementa con el análisis de correlación lineal, debido a que los valores de correlación más altos se presentaron entre los nitratos y el amonio sobre la riqueza de especies, lo cual hace notar que la presencia y concentración de estos compuestos favorece el desarrollo de varias especies, ya que las microalgas los absorben y utilizan de manera directa (Tam & Wong, 1996).

Con base en lo anterior se puede concluir lo siguiente:

La comunidad algal estuvo compuesta por un total de 88 especies correspondientes a los phylum Bacillariophyta, Chlorophyta, Euglenozoa, Cyanobacteria, Miozoa, Ochrophyta y Cryptista.

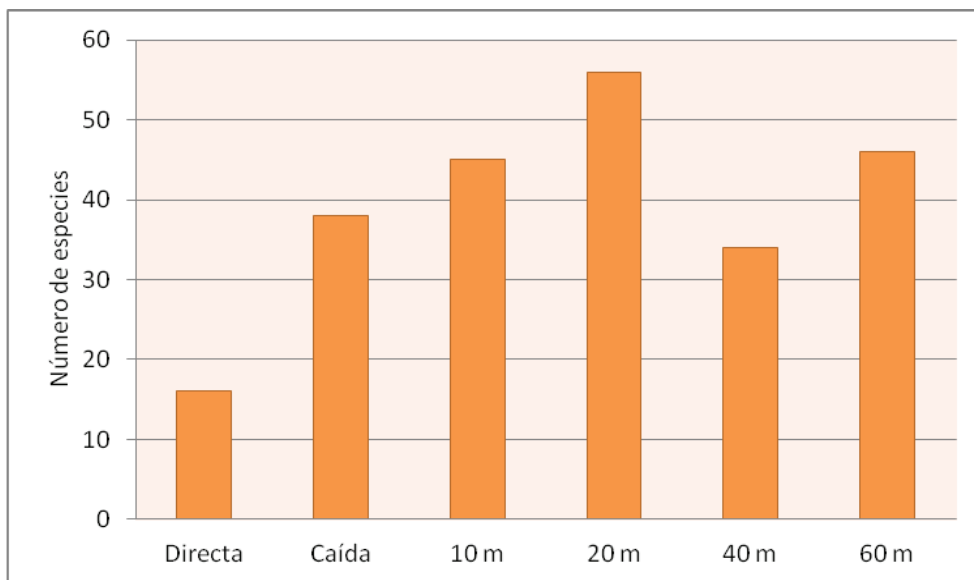
**Figura 5.** Número de especies en cada punto de muestreo.

Tabla 5. Análisis de correlación lineal de parámetros físicos y químicos sobre la riqueza y abundancia de especies.

Parámetro	Correlación con la riqueza de especies	Correlación con la abundancia de organismos
NO ₂ (mg/L)	0.7584	0.6497
NO ₃ (mg/L)	0.8485	0.5187
NH ₄ (mg/L)	0.9059	0.7887
PO ₄ ⁻³ (mg/L)	0.0009	0.0704
Temperatura (°C)	0.1295	0.00001
Conductividad (µS/cm ⁻¹)	0.6184	0.3647
pH	0.4663	0.0848
Turbidez (cm)	0.6920	0.7997
Profundidad (cm)	0.4803	0.4484

Se determinaron 25 nuevos registros para la zona de estudio.

La comunidad de microalgas se compone principalmente por especies de los phylum Bacillariophyta y Chlorophyta.

Las especies más frecuentes fueron *Stephanocyclus meneghinianus*, *Gomphonema* sp., *Chlorella* sp. y *Desmodesmus protuberans*.

Las especies más abundantes fueron las diatomeas *Aulacoseira granulata* var. *angustissima*, *Stephanocyclus meneghinianus*, *Aulacoseira granulata* y la cianoprocariota *Microcystis aeruginosa*.

Los parámetros físicos y químicos tomados en campo no variaron significativamente a lo largo de los puntos muestreados.

Los nitratos y el amonio son los nutrientes que mayor correlación tuvieron sobre la riqueza de especies

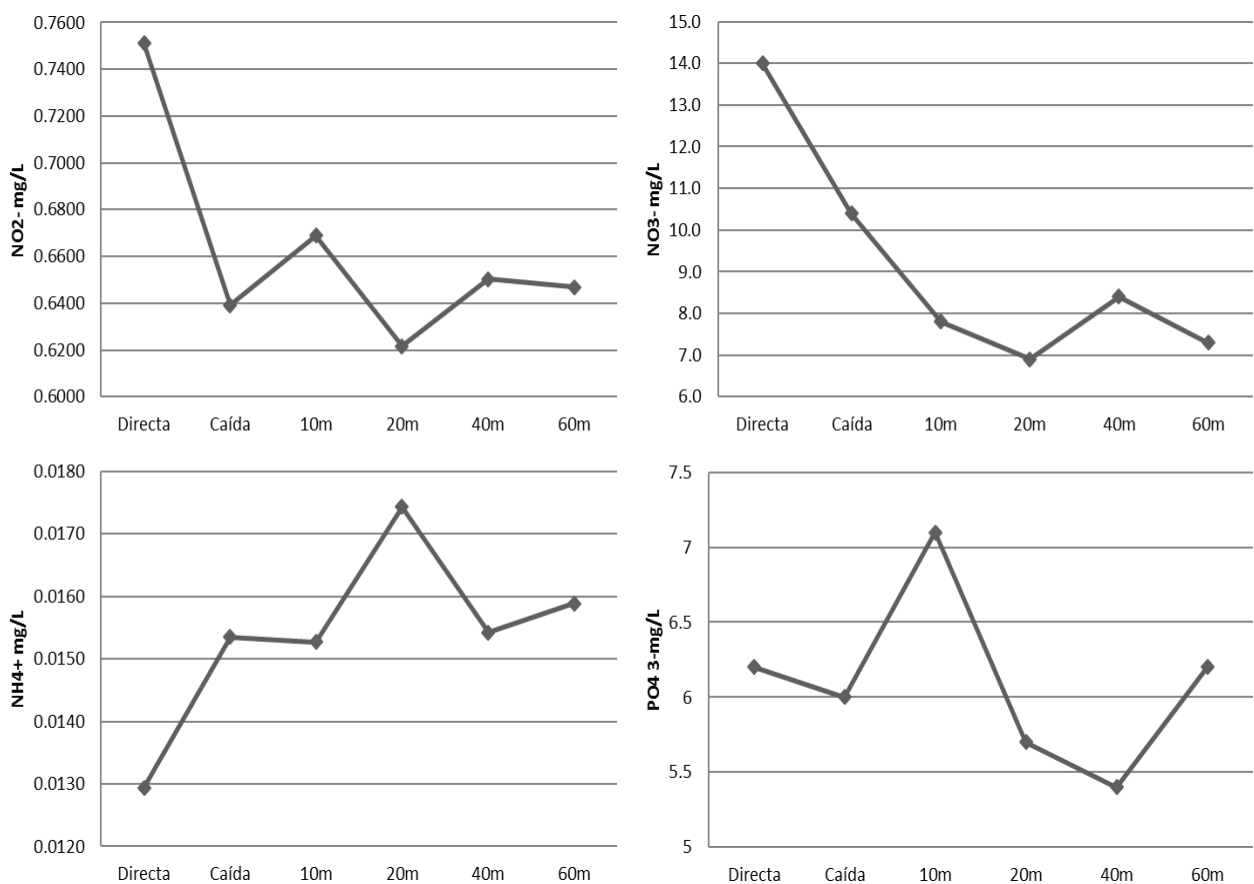


Figura 6. Concentraciones de nitritos (NO₂⁻), nitratos (NO₃⁻), amonio (NH₄⁺) y ortofosfatos (PO₄³⁻) en los diferentes puntos de muestreo.

AGRADECIMIENTOS

Se agradece a la Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Xochimilco y a la maestría en Ecología Aplicada por el apoyo en el desarrollo de esta investigación.

REFERENCIAS

- ABEJA, O. 2011. Biomarcadores de daño temprano en *Ankistrodesmus falcatus* y *Hyalella azteca* como indicadores de estrés en tres áreas (urbana, turística y agrícola), de la zona lacustre de Xochimilco. Instituto Politécnico Nacional, Escuela Nacional de Ciencias Biológicas. México. 110 p. <http://repositoriodigital.ipn.mx/handle/123456789/8450>
- APHA (AMERICAN PUBLIC HEALTH ASSOCIATION, AMERICAN WATER WORKS ASSOCIATION & WATER POLLUTION CONTROL FEDERATION). 1989. Standard Methods for the examination of Water and Wastewater. Decimoséptima edición. Washington, D. C. EUA. 1469 p. https://betastatic.fishersci.com/content/dam/fishersci/en_US/documents/programs/scientific/technical-documents/white-papers/apha-water-testing-standard-methods-introduction-white-paper.pdf
- ARCOS, R., DÍAZ, G. & DOMÍNGUEZ, A. 2002. Macrofitas acuáticas: ¿Contaminantes o soluciones de la contaminación por metales pesados? XXVIII Congreso Interamericano de Ingeniería Sanitaria y Ambiental Cancún, México. 8 p. <https://www.bvsde.paho.org/bvsaidis/mexico26/ii-007.pdf>
- AST INGENIERÍA S. L. 2013. Aplicaciones de las microalgas: Estado de la técnica. Parque Científico y Tecnológico de Gijón. España. 72 p. Disponible en: <http://proyectomalgas.com/wp-content/uploads/2014/04/guiamalgas.pdf>
- BARRADO, M. 2016. Eliminación de microalgas de las aguas mediante métodos físicos y químicos. (Tesis doctoral). Departamento de ingeniería Química y Química Física. Universidad de Extremadura. 329 pp. https://dehesa.unex.es/bitstream/10662/5583/1/TDUEX_2017_Barrado_Moreno.pdf
- BERMEO, L. 2011. Estudio del cosechado de cultivos de microalgas en agua residual mediante técnicas de centrifugado. Universidad Técnica Particular de Loja. España. 54 p. <https://docplayer.es/9881046-Estudio-del-cosechado-de-cultivos-de-microalgas-en-agua-residual-mediante-tecnicas-de-centrifugado.html>
- BOURRELLY, P. 1966. *Les algues d'eau douce, Initiation à la Systématique. Tome 1: Les algues vertes*. Editions N. Boubée y Cie. París. 512 p.
- BOURRELLY, P. 1968. *Les algues d'eau douce, Initiation à la systématique. Tome II: algues jaunes et brunes, Chrysophycées, Phéophycées, Xanthophycées et Diatomées*. Editions N. Boubée y Cie. París. 438 p.
- BOURRELLY, P. 1970. *Les algues d'eau douce, Initiation à la systématique. Tome III: Les algues bleues et rouges Les Eugleniens, Peridiniens et Cryptomonadines*. Editions N. Boubée y Cie. París. 512 p.
- BRENNAN, L. & OWENDE, P. 2010. Biofuels from microalgae-A review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*. 14: 557-577. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S1364032109002408>
- BUENDÍA, M., TAVERA, R. & NOVELO, E. 2015. Florística y ecología de diatomeas bentónicas de la zona lacustre de Xochimilco-Tláhuac, México. *Botanical Sciences* 93(3): 531-558. <https://www.scielo.org.mx/pdf/bs/v93n3/v93n3a11.pdf>
- CARVALHO, M., AGUJARO, L., PIRES, D. & PICOLI, C. 2013. Manual de Cianobacterias Planctónicas: Legislação, Orientações para o Monitoramento e Aspectos Ambientais. Governo do Estado Sao Paulo. Secretaria do Meio Ambiente. 56 p. <https://cetesb.sp.gov.br/aguas-interiores/wp-content/uploads/sites/12/2013/11/manual-cianobacterias-2013.pdf>
- CODINA, M., GARCÍA, C., BARÓN, J., DA SILVA, S. & BOSCH, J. 2012. Planta piloto de microalgas para mejoramiento del tratamiento efluentes urbanos en Catamarca, Argentina. Facultad de Ingeniería, Universidad Nacional de Cuyo. Mendoza. Argentina. 11 p. <https://docplayer.es/8266371-Planta-piloto-de-microalgas-para-mejoramiento-del-tratamiento-efluentes-urbanos-en-catamarca-argentina.html>
- COMAS, A., NOVELO, E. Y TAVERA, R. 2007. Coccal green algae (Chlorophyta) in shallow ponds in Veracruz, México. *Algological Studies*. 124, 29-69. https://www.researchgate.net/publication/233505206_Coccal_green_algae_Chlorophyta_in_shallow_ponds_in_Veracruz_Mexico
- CRETZ, M. 2018. Estudio del crecimiento de *Microcystis aeruginosa* y de la producción de microcistina en cultivo de laboratorio. Tesis de doctorado. Argentina. 172 pp. https://www.researchgate.net/publication/324495501_Estudio_del_crecimiento_de_Microcystis_aeruginosa_y_de_la_produccion_de_Microcystina_en_cultivo_de_laboratorio
- FIGUEROA, M. 2009. *Algas de la Cuenca de México*. Universidad Autónoma Metropolitana. México. 81 p.
- FIGUEROA, M. & MORENO, J. 2003. Dinoflagelados dulceacuícolas de México. Cap. 4: 85-102. En: Barreiro M., Meave M., Signoret M. y Figueroa M. (Eds.) *Planctología mexicana*. Sociedad Mexicana de Planctología, A. C. México. 300 p.
- FIGUEROA, M., SANTOS, D. & VELASCO, A. 2008. *Ficoflora de Xochimilco, Parte 1: Diatomeas y clorofitas*. Serie Académicos CBS, Universidad Autónoma Metropolitana. México. 122 p.
- Figueroa, M., Arana, F., Almanza, S., Ramos, M. & Ferrara, M. 2015. Microalgas del Área Natural Protegida Ejidos de Xochimilco y San Gregorio Atlapulco. *CienciaUAT*. 9(2): 15-29. <https://www.scielo.org.mx/pdf/cuat/v9n2/2007-7858-cuat-9-02-00015.pdf>
- FLORES, C. 1980. Variaciones estacionales en la composición florística del fitoplancton de dos canales de Xochimilco D.F. México. Tesis profesional de licenciatura, Instituto Politécnico Nacional. 139 p.
- GARDUÑO, G., OLIVA, M., LUGO, A., MENDOZA, M., QUINTANAR, R. & CONFORTI, V. 2011. Trachelomonas (Euglenophyta) from an eutrophic reservoir in Central Mexico. *Journal of Environmental Biology* 32: 463-471. https://www.researchgate.net/publication/221815941_Trachelomonas_Euglenophyta_from_a_eutrophic_reservoir_in_Central_Mexico

- GDF (GOBIERNO DEL DISTRITO FEDERAL). 2006. Gaceta Oficial del Distrito Federal (No. 5). México. 164 p. <https://paot.org.mx/centro/gaceta/2006/enero06/11enero06.pdf>
- GDF (GOBIERNO DEL DISTRITO FEDERAL). 2013. Gaceta Oficial del Distrito Federal (No. 1723 Tomo IV). México. 148 p. https://paot.org.mx/centro/reglamentos/df/pdf/2013/GODF_30_10_2013.pdf
- GÓMEZ, L. 2007. Microalgas: aspectos ecológicos y biotecnológicos. Laboratorio de Ecotoxicología Marina, Centro Nacional de Electromagnetismo Aplicado, Universidad de Oriente. *Revista cubana de Química*. 19(2): 3-20. <https://www.redalyc.org/pdf/4435/443543707001.pdf>
- GONZÁLEZ, A. 1991. Contribución al estudio ficológico estacional de la Laguna de Tilla y canales adyacentes, Xochimilco, México, D. F. Tesis de Licenciatura, Biología, Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 80 p.
- GONZÁLEZ, E., AGUADO, J. & MAS, B. 1992. Las microalgas: ¿una potencial alternativa de producción? (I). Departamento de Producción Animal. Facultad de Veterinaria. UCM. *Mundo Ganadero*. 6: 42-45. https://www.mapa.gob.es/ministerio/pags/biblioteca/revistas/pdf_MG/MG_1992_5_92_42_45.pdf
- GROBBELAAR, J. 2004. Algal Nutrition, Mineral Nutrition. En Richmond, A. (Ed). *Handbook of Microalgal Culture: Biotechnology and Applied Phycology*. <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1002/9780470995280.ch6>
- GUIRY, M. & GUIRY, G. 2022. World- Wide Electronic Publication, National University of Ireland, Galway, en AlgaeBase. [En línea]. <http://www.algaebase.org>.
- HERNÁNDEZ, A. & LABBÉ, J. 2014. Microalgas, cultivo y beneficios. *Revista de Biología Marina y Oceanografía*. 49 (2): 157-173. <https://www.scielo.cl/pdf/revbiolmar/v49n2/art01.pdf>
- HERNÁNDEZ, P. 2007. Dinoflagelados de Xochimilco. Tesis de Licenciatura, Biología. Universidad Autónoma Metropolitana. México. 29 p.
- JBARI, N. 2012. Utilización secuencial de microalgas en depuración y adsorción de Cr (VI). Universidad de Granada, Facultad de Ciencias, Departamento de Ingeniería Química. España. 413 p. <https://digi- bug.ugr.es/handle/10481/23879>
- López, G. 1972. Algunos aspectos biológicos de doce especies de protozoarios fitoflagelados del lago de Xochimilco, D. F. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México. México. 36 p.
- LÓPEZ, Z., TAVERA R. & NOVELO, E. 2015. El fitoplancton de un canal de Xochimilco y la importancia de estudiar ecosistemas acuáticos urbanos. *Revista Especializada en Ciencias Químico-Biológicas*. 18(1): 13-28. <https://www.scielo.org.mx/pdf/tip/v18n1/v18n1a2.pdf>
- MARTÍNEZ, O. 2015. Crecimiento heterotrófico de microalgas: aspectos metabólicos. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Química. México. 58 p. <http://132.248.9.195/ptd2015/marzo/0727517/0727517.pdf>
- MÉNDEZ, L., ALBARRACÍN, I., CRAVERO, M. & SALOMÓN, C. 2010. Crecimiento de *Scenedesmus quadricauda* en efluentes cloacales de la ciudad de Trelew, Chubut, Argentina. *Limnetica*. 19(1-2): 143-159. https://www.researchgate.net/publication/277105363_Crecimiento_de_scenedesmus_quadricauda_en_efluentes_cloacales_de_la_ciudad_de_Trelew_Chubut_Argentina
- MOLINA, D. 2009. Estudio Regional Forestal. Unidad de Manejo Forestal 0904 (Xochimilco, D. F.). Servicios Técnicos, Forestales y Ambientales. 247 p. http://www.conafor.gob.mx:8080/documentos/docs/9/1199ERF_UMAFOR0904.pdf
- MORENO, J. 2009. Composición, abundancia y distribución del fitoplancton del río Tehuantepec, el estero La ventosa y arroyo el Zanjón, Oaxaca. Tesis de doctorado. Universidad Autónoma Metropolitana. México. 151 p. <https://repositorio.xoc.uam.mx/jspui/bitstream/123456789/1911/1/109773.pdf>
- MURGUÍA, E. 1965. Introducción a un estudio limnológico en el lago Xochimilco y en la presa de Guadalupe. Tesis de maestría. Facultad de Ingeniería. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 51 p. <http://132.248.9.195/pmig2018/0294515/0294515.pdf>
- OROZCO, C. 2011. Abundancia, diversidad y taxonomía de la clase Bacillariophyceae en el Parque Ecológico de Xochimilco, México. Tesis de Licenciatura. Universidad Nacional Autónoma de México, México.
- ORTEGA, M. 1972. Bibliografía algológica de México. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Serie Botánica*. 43(1): 63-76.
- ORTEGA, M. 1984. *Catálogo de algas continentales recientes de México*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 567 pp.
- PEDROZO, A. & RAMÍREZ, N. 2020. La eutrofización de agua: un síntoma antropogénico que requiere atención. *Perspectivas IMTA*. 8: 1-3. <https://www.imta.gob.mx/gobmx/DOI/perspectivas/2020/b-imta-perspectivas-2020-08.pdf>
- PÉREZ, R. & SALAS, E. 1961. Euglenae del Valle de México IV. Descripción de algunos endoparásitos. *Revista Latinoamericana de Microbiología* 4 (2): 53-73
- REYNOSO, A. 1986. Estudio del fitoplancton del lago de Xochimilco. Tesis profesional. Facultad de Ciencias. Universidad Nacional Autónoma de México. 58 p.
- RUIZ, A. 2011. Puesta en marcha de un cultivo de microalgas para la eliminación de nutrientes de un agua residual urbana previamente tratada anaeróbicamente. Máster Universitario en Ingeniería Hidráulica y Medio Ambiente. Universidad Politécnica del Valencia. España. 102 p.
- SALAS, E. 1963. Contribución al estudio de las Euglenas del Valle de México. Tesis de Licenciatura, Escuela Nacional de Ciencias Biológicas, Instituto Politécnico Nacional. México. 60 p.
- SÁMANO-BISHOP, A. 1933. Algunas cianofíceas del lago de Xochimilco. *Anales del Instituto de Biología*. Universidad Nacional Autónoma de México. México. 4: 29-31.
- SANTOS, D. 2004. Diatomeas planctónicas de la zona lacustre de Xochimilco y su relación con algunos factores ambientales. Informe de Servicio Social, Licenciatura en Biología. Universidad Autónoma Metropolitana. México. 39 p.
- SCHWÖERBEL, J. 1975. *Métodos de Hidrobiología*. Madrid, España: H. Blume. 262 p.

- TAM, N. & WONG, Y. 1996. Effect of ammonia concentrations on growth of *Chlorella vulgaris* and nitrogen removal from media. *Bioresource Technology*. 57: 45-50. <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/S0960852496000454?via%3DIihub>
- TAVERA, R., E. NOVELO & OROZCO, C. 2018. Las diatomeas del Parque Ecológico de Xochimilco, México ¿Qué tan importante es la flora de un grupo de un pequeño lugar? *Cymbella, Revista de investigación y difusión de sobre algas*, 4(1): 3-46. https://www.cymbella.mx/img/numeros/V4/01/Las_diatomeas_del_Parque_Ecologico_de_Xochimilco_Mexico.pdf
- VALADEZ, F., G. ROSILES & CARMONA, J. 2010. Euglenophytes from Lake Chignahuapan, Mexico. *Cryptogamie, Algologie*, 31(3) 305-319. https://www.researchgate.net/publication/248703310_Euglenophytes_from_Lake_Chignahuapan_Mexico
- VÁZQUEZ, L. & RÍOS, R. 2004. Estudio sobre las concentraciones de nitrógeno y fósforo en los embalses de Puerto Rico. Universidad de Puerto Rico. 34 p.
- VELASCO, A. 2004. Clorofitas fitoplanctónicas de la región lacustre de Xochimilco y su relación con algunos factores ambientales. Informe final de servicio Social, Licenciatura en Biología. Universidad Autónoma Metropolitana. México. 121 p.
- WHITFORD, L. & SCHUMANCHER, G. 1969. *A manual of the fresh-water algae in North Carolina*. The North Carolina Agricultural Experiment Station. Estados Unidos. 313 p.

HIDROBIOLÓGICA

Revista del Departamento de Hidrobiología

VOLUMEN 33

Número 1

2023

-
- Godínez-Ortega, J. L., L. Peralta-Soriano, A. Lugo-Vázquez, M. A. Escobar-Oliva, M. del R. Sánchez-Rodríguez and M. G. Oliva-Martínez**
Morphochemical characterization of *Chlamydomonas* during its blooming in a Mexican urban lake 1-14
-
- Del Moral-Flores, L. F., J. A. Martínez-Pérez, I. H. Salgado-Ugarte y M. del C. Alejo-Plata**
Primeros registros de dos especies de peces ardilla (Holocentriformes: Holocentridae) en aguas mexicanas del Golfo de México 15-23
-
- Beltrán-Vinalay, O. y A. Kobelkowsky**
Anatomía de la cavidad bucofaríngea del “jurel” *Caranx hippos* (Linnaeus, 1766) (Teleostei: Carangidae) 25-38
-
- Vicencio-De la Cruz, F., R. I. Hernández-Herrera, D. Ortigosa and R. Cuervo-González**
Updated list and new records of sea slugs (Gastropoda: Heterobranchia) in the Lobos-Tuxpan Reef System, Mexico 39-50
-
- Pérez Bautista, D. S., J. R. Gersenowies Rodríguez, J. A. Olvera Ramos and R. E. Loya Zurita**
The effect of clearing and staining technique differentially affects morphometric and allometric analysis in fixed *Chloroscombrus chrysurus* (Perciformes: Carangidae) species 51-57
-
- Hernández Falconi, A. V., M. M. Castillo, M. Mendoza Carranza, A. Jarquín Sánchez y R. Ramos Reyes**
Cambios en el uso del suelo afectan la calidad del agua y la concentración de clorofila en arroyos tropicales 59-72
-
- Almanza Encarnación, S., M. G. Figueroa Torres, M. J. Ferrara Guerrero, A. del R. Malpica Sánchez y J. R. Ángeles Vázquez**
Microalgas asociadas a un vertedero de la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales Cerro de la Estrella, sobre un canal de Xochimilco, Ciudad de México 73-86
-