



CENTRO DE INVESTIGACIONES BIOLÓGICAS
DEL NOROESTE, S.C.

Programa de Estudios de Posgrado

CONDICIONES HIDROBIOLÓGICAS DE DOS
CUERPOS DE AGUA PERMANENTES EN EL CAÑÓN
NACAPULE, SAN CARLOS, NUEVO GUAYMAS

TESIS

Que para obtener el grado de

Maestro en Ciencias

Uso, Manejo y Preservación de los Recursos Naturales
(Orientación Ecología de Zonas Áridas)

Presenta

Mayra Guadalupe Gaxiola Morales

Guaymas, Sonora, Diciembre de 2015.

ACTA DE LIBERACION DE TESIS

En la Ciudad de La Paz, B. C. S., siendo las 08:00 horas del día 12 del mes de octubre de 2015, se procedió por los abajo firmantes, miembros de la Comisión Revisora de Tesis avalada por la Dirección de Estudios de Posgrado del Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C., a liberar la Tesis de Grado titulada:

"Condiciones hidrobiológicas de dos cuerpos de agua permanentes en el Cañón Nacapule, San Carlos, Nuevo Guaymas"

Presentada por el alumno:

Mavra Guadalupe Gaxiola Morales

Aspirante al Grado de MAESTRO EN CIENCIAS EN EL USO, MANEJO Y PRESERVACION DE LOS RECURSOS NATURALES CON ORIENTACION EN
Ecología de Zonas Áridas

Después de intercambiar opiniones los miembros de la Comisión manifestaron su **APROBACION DE LA TESIS**, en virtud de que satisface los requisitos señalados por las disposiciones reglamentarias vigentes.

LA COMISION REVISORA



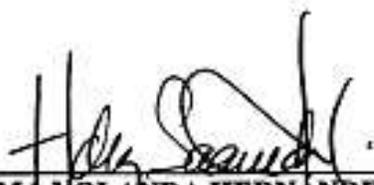
Dr. Luis Brito Castillo
DIRECTOR DE TESIS



Dr. Pedro Peña Garduán
CO-TUTOR



Dr. Oscar Gerardo Gutiérrez Ruacho
CO-TUTOR



DRA. NORMA YOLANDA HERNÁNDEZ SAAVEDRA
DIRECTORA DE ESTUDIOS DE POSGRADO Y FORMACIÓN DE RECURSOS HUMANOS

COMITÉ TUTORIAL Y REVISOR DE TESIS

Director de tesis

Dr. Luis Brito Castillo
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

Co-tutor

Dr. Pedro Peña Garcillán
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

Co-tutor

Dr. Oscar Gerardo Gutiérrez Ruacho
Universidad Estatal de Sonora.

JURADO DE EXAMEN DE POSGRADO

Dr. Luis Brito Castillo
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

Dr. Pedro Peña Garcillán
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

Dr. Oscar Gerardo Gutiérrez Ruacho
Universidad Estatal de Sonora.

Suplente

Dr. Jorge Eduardo Chávez Villalba
Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, S. C.

Resumen en español

El Cañón Nacapule localizado en el Desierto de Sonora, al norte de San Carlos, Nuevo Guaymas (Sonora, México), alberga gran cantidad de flora y fauna gracias a los manantiales y cuerpos de agua localizados a lo largo del fondo del cañón. Durante la temporada cálida, entre mayo y octubre, en algunos cuerpos de agua crece la planta acuática *Lemna minor* L. cuya presencia pareciera tener una importancia vital para el sustento y conservación de larvas, insectos y reptiles residentes en dichos cuerpos de agua. En la presente investigación se monitorearon las variaciones de oxígeno disuelto, pH, temperatura y nutrientes durante el ciclo anual 2014-2015, en dos cuerpos de agua permanentes al interior del cañón: uno con antecedentes de proliferación de *L. minor* y otro donde la planta no prolifera. Se discute el papel que juega *L. minor* en el ecosistema acuático para evitar condiciones de eutrofización y como fuente de sustento de sus residentes acuáticos en comparación con el cuerpo de agua donde esta planta no prolifera. Se realizaron también dos cultivos experimentales, bajo condiciones de laboratorio, con muestras de *L. minor* provenientes de un cuerpo de agua localizado en el sitio de estudio, con el propósito de discutir cómo influye esta planta en las propiedades químicas del agua. Los resultados de este trabajo indican que *L. minor* tiene propiedades que alteran las condiciones del medio, por ejemplo, el agua se vuelve más alcalina, la evaporación disminuye, y es productora de oxígeno fotosintético. Sin embargo, estas características no son suficientes para explicar por qué no se produce la eutrofización del medio. Estos resultados pueden ser útiles para la protección y conservación de los cuerpos de agua que sostienen la gran variedad de plantas y animales al interior del cañón.

Palabras clave: *Lemna minor* L., oxígeno disuelto, pH, temperatura, nutrientes.

Resumen en inglés

The Nacapule Canyon in the Sonoran Desert is located northward of San Carlos, Nuevo Guaymas, Sonora, Mexico. Through to springs and water bodies placed throughout the bottom of the canyon, many species of plants and animals have their home here. In the warm season, from May to October, a water plant known as *Lemna minor* L. grows up in some water bodies. This plant is apparently of vital importance for sustenance and conservation of larvae, insects and reptiles that live in those water bodies. In the present study, variations of dissolved oxygen, pH, temperature and nutrients are monitored in 2014-2015 annual cycle in two perennial water bodies located in the canyon: one of them with a record of *L. minor* and the other with no proliferation of *L. minor*. The roll of *L. minor* in the water ecosystem to prevent eutrophication and as source of sustenance for their water residents is discussed compared to the water body where *L. minor* is not observed. Two experimental cultures with *L. minor* with samples taken from one of the water bodies located in the canyon were also carried out in laboratory conditions. The purpose of the experiments was to discuss the effect of this plant to the chemical properties of the water. The results of this investigation indicate that *L. minor* has properties that alter the conditions of the environment, i.e, the water becomes more alkaline, evaporation decreases and the plant produces oxygen. However, these characteristics are not sufficient to explain why the eutrophication of the water is not produced. These results can be useful for conservation and protection of the water bodies that sustained the rich variety of plants and animals that live in the canyon.

Keywords: *Lemna minor* L., dissolved oxygen, pH, temperature, nutrients.

DEDICATORIA

“La ignorancia afirma o niega rotundamente; la ciencia duda”

(Voltaire)

A mi hijo, mis padres y familia.

AGRADECIMIENTOS

Se agradece al Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste S. C., Unidad Sonora, Campus Guaymas, por las facilidades otorgadas durante mi estancia en el posgrado, en particular al Dr. Luis Brito Castillo por su dirección y por la oportunidad que me brindó de ser parte de su equipo de investigación. A los laboratorios de Geología y Calidad de Agua y Sedimentos, por el préstamo de equipo e instalaciones. Esta investigación recibió apoyo de los proyectos PLAYCO (PPAC 1.0, PC 0.3) de CIBNOR y la Red de Desastres Asociados a Fenómenos Hidrometeorológicos y Climáticos (REDESClim) (Reg. 254533), de CONACYT.

Gracias a los Doctores Oscar Gutiérrez y Pedro Peña por aceptar ser parte de mi comité tutorial y por sus valiosas aportaciones a la investigación.

Gracias al Ing. Julio Félix Domínguez, del laboratorio de Modelación Espacial y Sensores Remotos, a los C. Miguel Dávila, C. Francisco Leyva, Biol. Erick Enríquez por el apoyo en campo.

Gracias a ti mi pequeño Alexander Emmanuel, que es por ti por quien queremos superarnos, sabemos que este esfuerzo valdrá la pena. Gracias Erick por ayudarme en todo momento, gracias por ser parte de mi vida. Gracias papas Manuel y Victoria por ayudarme siempre en todo momento, gracias por ese ¡tu puedes! que me inspiró a no desistir. Gracias Bejamin y Luz Imelda por su apoyo incondicional.

Gracias por su amistad y por todos los momentos que compartimos a mis compañeros de posgrado. Gracias Michelle Ruiz y Gisela García, en mi corazón solo puede haber agradecimiento hacia ustedes porque son como una familia para mí.

Muy agradecida con todo el personal de CIBNOR del campus Guaymas, quienes siempre me recibieron con un saludo y una sonrisa cada mañana.

CONTENIDO

Resumen en español	i
Resumen en inglés	ii
Dedicatoria	iii
Agradecimientos	iv
Lista de figuras	vi
Lista de tablas	ix
1. INTRODUCCIÓN	1
2. ANTECEDENTES	6
2.1 Área de estudio	6
2.2 Elección de dos cuerpos de agua para la presente investigación	8
3. JUSTIFICACIÓN	10
4. OBJETIVOS	11
4.1 Objetivo general	11
4.2 Objetivos particulares	11
5. HIPÓTESIS	11
6. MATERIALES Y MÉTODOS	12
6.1 <i>L. minor</i>	12
6.2 Oxígeno disuelto, pH y temperatura	12
6.3 Nutrientes	12
6.4 Profundidad en poza 1 y poza 7	13
6.5 Cultivo en laboratorio	13
6.5.1 Cultivo experimental #1	13
6.5.2 Cultivo experimental #2	14
6.5.2.1 Análisis ANOVA	16
7. RESULTADOS	17
7.1 <i>L. minor</i>	17
7.2 Oxígeno disuelto, pH y temperatura	19
7.2.1 Ciclo diurno	19
7.2.2 Variación en el transcurso del año	23
7.3 Nutrientes	27
7.4 Profundidad en poza 1 y poza 7	32
7.5 Cultivo en laboratorio	32
7.5.1 Cultivo experimental #1	32
7.5.2 Cultivo experimental #2	33
7.5.2.1 Variaciones en el lapso de 24 horas	33
7.5.2.2 Variaciones puntuales entre el inicio y el final del experimento	38
8. DISCUSIÓN	42
9. CONCLUSIONES	48
10. LITERATURA CITADA	49

LISTA DE FIGURAS

Figura 1.	Hojas de <i>L. minor</i> . (A) Vista lateral, (B) vista superior y (C) vista inferior (tomado de: Blasco-Zumeta, 2013).	4
Figura 2	Ubicación del Cañón Nacapule, San Carlos, Nuevo Guaymas, Sonora. La fotografía muestra la entrada al cañón.	6
Figura 3.	Corte longitudinal que muestra la ubicación de 15 cuerpos de agua localizados sobre la margen derecha del cauce del Cañón Nacapule. Los cuerpos de agua fueron numerados de arriba hacia abajo para una mejor identificación y discusión en el texto. La escala vertical (m) esta exagerada para apreciar mejor las diferencias en la profundidad de los cuerpos. Nótese que el desnivel entre el cuerpo de agua más elevado (p1), y el más bajo (p15), es de aproximadamente 38 m, y la distancia lineal recorrida entre ambos es de 155 m (tomado de: Gaxiola-Morales, 2012).	7
Figura 4.	Concentración de oxígeno disuelto en p1 entre el 10 y 11 de julio de 2012. En el eje X, además de la hora se muestra el día del monitoreo en formato año (cuatro cifras), mes (dos cifras) y día (dos cifras).	8
Figura 5.	Tomas fotográficas de las pozas p1 (a y b) y p7 (c) (ver Figura 3). Ocasionalmente, durante la temporada cálida y húmeda el espejo de agua de p1 quedó cubierto por <i>L. minor</i> , (a) mientras que durante la temporada fría se mantuvo libre de esta planta (b). En p7 no se logró constatar la presencia de <i>L. minor</i> en ninguna época del año (c).	9
Figura 6.	Cultivo #1 de <i>L. minor</i> en laboratorio. (A) Poza de donde se extrajo muestra de agua con <i>L. minor</i> . (B) Recipientes etiquetados para el cultivo de <i>L. minor</i> . (C) Proceso de filtrado para cada charola de cultivo. (D) Pesaje de muestra húmeda de <i>L. minor</i> previamente filtrada.	14
Figura 7.	Cultivo #2 de <i>L. minor</i> en laboratorio. (A) Montaje del cultivo #2, izquierda=Cultivo 1 (C1), centro=Control (C), derecha=Cultivo 2 (C2). (B) Charola con cinta para la medición del grado de evaporación.	15

Figura 8.	Presencia/ausencia de <i>L. minor</i> en cada muestreo.	17
Figura 9.	Apariencia del agua en p1 (imágenes de la izquierda) y p7 (imágenes de la derecha) durante los muestreos preliminares. (A) y (B) 25 de mayo de 2014. (C) y (D) 2 de junio de 2014. (E) y (F) 19 de septiembre de 2014.	18
Figura 10.	Presencia de algas en p7. (A) p1, presentó superficie libre de <i>L. minor</i> . (B) p7, con posible presencia de algas cianofitas en la superficie (15 de enero de 2015). (C y D) Acercamiento de la superficie de p7.	18
Figura 11.	Apariencia de imágenes tomadas más o menos a la misma hora entre p1 con presencia de <i>L. minor</i> (izquierda) y p7 sin presencia de <i>L. minor</i> (derecha). (A) y (B) 6 de octubre de 2014. (C) y (D) 20 de octubre de 2014. (E) y (F) 3 de noviembre de 2014.	19
Figura 12.	Comportamiento de: (A) oxígeno disuelto en el agua; (B) pH y (C) temperatura en un período de 24 horas realizado el 15 de enero de 2015.	20
Figura 13.	Ciclo diario medio de (A) OD, (B) pH y (C) temperatura, obtenidos a partir de todas las mediciones continuas de 24 horas en presencia de <i>L. minor</i> .	22
Figura 14.	Mediciones promedio de OD, pH y temperatura. En presencia de <i>L. minor</i> se realizaron los muestreos cada 15 minutos durante 24 horas; en ausencia de la planta, la periodicidad fue de cada minuto durante dos horas.	25
Figura 15.	Tasa de cambio de OD y pH.	26
Figura 16.	Contenido de nitritos, nitratos y amonio en p1 y p7.	28
Figura 17.	Contenido de fósforo en p1 y p7.	29
Figura 18.	Tasa de cambio de nitritos.	30
Figura 19.	Tasa de cambio de nitratos.	30

Figura 20.	Tasa de cambio de amonio.	31
Figura 21.	Tasa de cambio de fósforo.	31
Figura 22.	Variación de la profundidad en p1 y p7.	32
Figura 23.	Ciclo diario del cultivo experimental #2 (medición inicial).	37
Figura 24.	Ciclo diario del cultivo experimental #2 (medición final).	39

LISTA DE TABLAS

Tabla I.	Clasificación taxonómica de <i>L. minor</i> .	3
Tabla II.	Seguimiento de cultivo experimental #1 de <i>L. minor</i> .	34
Tabla III.	Aspectos analizados del cultivo experimental #1.	34
Tabla IV.	Seguimiento de cultivo experimental #2 de <i>L. minor</i> .	35
Tabla V.	Resultados del análisis ANOVA utilizando las mediciones cada hora durante 24 horas continuas.	40
Tabla VI.	Aspectos analizados del cultivo experimental #2.	40

1. INTRODUCCIÓN

El agua es un recurso vital para el sostenimiento de la vida en la Tierra. Su calidad, que involucra las características físicas, químicas y biológicas de los cuerpos de agua superficiales y subterráneos repercute en el bienestar tanto de las comunidades humanas como de la vida vegetal y animal. Varios problemas de calidad del agua, incluidas la eutrofización, han persistido durante décadas (CEC, 2008).

En ecología el término eutrofización designa el enriquecimiento en nutrientes de un ecosistema, especialmente nitratos y fosfatos, que se da a un ritmo tal que su eliminación por mineralización total no puede ser compensada, de manera que la descomposición del exceso de materia orgánica producida hace disminuir enormemente la concentración de oxígeno en las aguas profundas y las aguas dejan de ser aptas para la mayor parte de los seres vivos. El uso más extendido se refiere específicamente al aporte más o menos masivo de nutrientes inorgánicos en un ecosistema acuático (Olivos, 2010).

En sus inicios la eutrofización provoca un enturbiamiento que impide que la luz penetre hacia el fondo del ecosistema. Como consecuencia en el fondo se hace imposible la fotosíntesis, productora de oxígeno libre, a la vez que aumenta la actividad metabólica consumidora de oxígeno (respiración aeróbica) de los descomponedores, que empiezan a recibir los excedentes de materia orgánica producidos cerca de la superficie. De esta manera se agota pronto el oxígeno por la actividad aerobia y el ambiente se vuelve anóxico (Olivos, 2010).

En los ecosistemas acuáticos eutrofizados se comienza a dar una alteración de la biota y de la diversidad biológica, provocando una proliferación de algas, cianobacterias y macrófitos en exceso. El desarrollo de estos organismos provoca opacidad, que impide que la luz penetre hasta regiones profundas de la columna de agua. Las consecuencias directas son la imposibilidad de llevar a cabo la fotosíntesis en lugares cada vez menos profundos de la columna de agua y por lo tanto, disminución en la producción de oxígeno libre; simultáneamente aumenta la actividad metabólica consumidora de oxígeno de los

organismos descomponedores, que empiezan a recibir excedentes de materia orgánica generados en la superficie (Moreno-Franco *et al.*, 2010).

En el agua, los nutrientes están siempre disponibles para los organismos, especialmente las plantas, porque, al contrario de lo que sucede en el suelo, no hay sustancias que los fijen y los retengan. Por esta razón, cuando aumenta el contenido de nutrientes en el agua, especialmente los fosfatos, nitratos y amonio, el crecimiento de los macrófitos y del fitoplancton puede ser explosivo. Aguas dulces con pocos nutrientes reciben el nombre de oligotróficas y presentan escasa vida vegetal y una especial composición del fitoplancton y zooplancton. Las que poseen nutrientes en grandes cantidades se llaman eutróficas y permiten un desarrollo exuberante de plantas acuáticas y especialmente del fitoplancton, las que en determinadas circunstancias y con una buena provisión de luz, pueden presentar florecimientos, que cambian el color de las aguas y eventualmente, pueden provocar intoxicaciones. Ambientes acuáticos con condiciones nutricionales intermedias se denominan mesotróficos (Ramírez y San Martín, 2008a).

Las plantas acuáticas constituyen la flora hidrófila que crece en humedales, especialmente dulceacuícolas, conformando el eslabón inicial de varias cadenas tróficas y sirviendo de lugar de refugio, alimentación y anidamiento de numerosos animales. Estas plantas no son algas, sino que pertenecen al reino vegetal; es decir, la mayoría de ellas presentan un cormo con raíz, tallo y hojas, como cuerpo vegetativo y flor, frutos y semillas como cuerpo reproductivo. Se trata de plantas superiores con flores, que tuvieron como lugar de vida los humedales (Ramírez y San Martín, 2008b).

La presente investigación surgió a partir de un estudio previo que la autora realizó como parte de su tesis de licenciatura (Gaxiola-Morales, 2012) en el cañón Nacapule, en San Carlos, Nuevo Guaymas, Sonora, donde reportó que en ocasiones durante la temporada cálida y húmeda el espejo de agua de algunas de las pozas localizadas al interior del cañón quedaba cubierta por pequeñas hojas de color verde intenso. Una muestra tomada en el lugar reveló que la fuente de estas hojas no provenía del exterior transportadas por el viento

y depositadas en el agua, sino que eran parte del cuerpo vegetativo de una planta que crecía en el agua y que posteriormente fue identificada según la literatura como *Lemna minor* L. Griff. (1851) (ver Tabla I).

Tabla I. Clasificación taxonómica de *L. minor*.

Reino:	Plantae– Plantas
División:	Magnoliophyta – De las angiospermas, plantas con flores
Clase:	Liliopsida – Monocotiledónea
Orden:	Arales – De Arum
Familia:	Lemnaceae – Lenteja de agua
Género:	<i>Lemna</i>
Especie:	<i>Lemna minor</i> L. Griff. (1851)

(Tomado de: Ramírez, 2004)

De acuerdo con Blasco-Zumeta (2013), las especies como *L. minor* son pertenecientes a la familia Lemnaceae y tienen como característica ser plantas que viven flotando libremente en el agua, sin enraizar en el suelo; son plantas formadas por estructuras foliáceas blandas, semiesféricas o lanceoladas, de menos de 15 mm.

García (2012) realizó un estudio para determinar la eficiencia de la remoción de nutrientes en el tratamiento de aguas residuales domésticas, mediante la comparación y evaluación de tres plantas acuáticas; en esa investigación, además de aportar aspectos generales sobre el género *Lemna*, se analizaron los rendimientos de *Azolla Filiculoides*, *Lemna minor* y *Eichhorna Crassipes*, en lagunas pequeñas de agua residual. También se han desarrollado ensayos de toxicidad (Arroyave, 2004) con *L. minor*, misma que se ha evaluado como fuente alimenticia (Gutiérrez, 2000) y fitorremediadora, además de ser una especie eficiente en el tratamiento de aguas residuales domésticas (Ramírez, 2004).

De acuerdo con Arroyave (2004), *L. minor* es conocida como lenteja de agua o “duckweed” en inglés; se trata de una planta angiosperma (plantas con flores), monocotiledónea, perteneciente a la familia Lemnaceae. La hoja consiste en una estructura plana y verde, con

la raíz delgada de color blanco (Fig. 1). Su tamaño alcanza de 2 a 4 mm de ancho. Es una de las especies de angiospermas más pequeñas que existen en el reino de las plantas. Es monoica, con flores unisexuales; las flores masculinas están constituidas por un solo estambre y las flores femeninas consisten en un pistilo formado por un solo carpelo. Las flores nacen de una hendidura ubicada en el borde de la hoja, dentro de una bráctea denominada espata, muy común en las especies del orden Arales. El fruto contiene de 1 a 4 semillas.

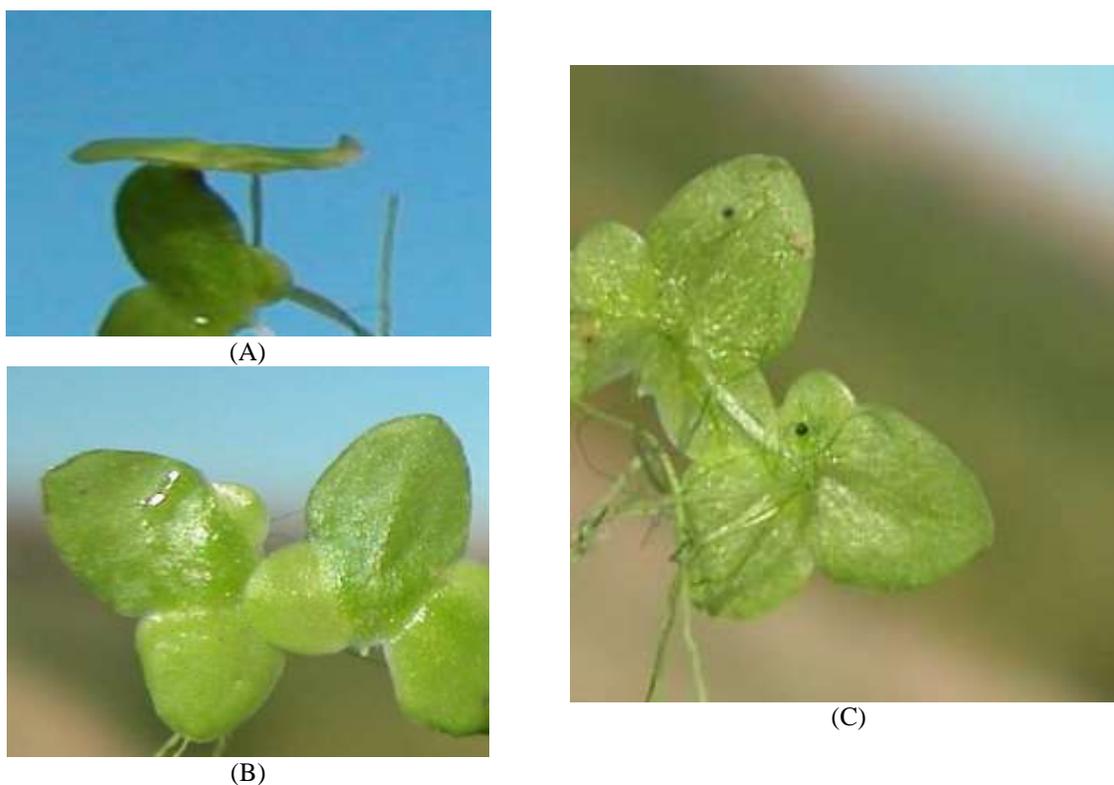


Figura 1. Hojas de *L. minor*. (A) Vista lateral, (B) vista superior y (C) vista inferior (tomado de: Blasco-Zumeta, 2013).

La planta puede desarrollarse en un rango amplio de temperaturas, que varía entre 5-30 °C, con un crecimiento óptimo entre 15-18 °C. Pueden tolerar un rango de pH amplio, siendo el óptimo entre 4.5 y 7.5. Tiende a adaptarse bien a cualquier condición de iluminación. Crece rápidamente en partes calmadas y ricas en nutrientes, con altos niveles de nitrógeno y fosfatos. Su distribución es universal. Se ha encontrado en varias regiones de los

hemisferios norte y sur, incluyendo América, Europa, Asia, Australia y Nueva Zelanda. De acuerdo con algunos autores, ésta planta es de rápido crecimiento y de amplia distribución tropical y subtropical, que se desarrolla en charcos de agua dulce, ciénagas, lagos y ríos calmados (Arroyave, 2004).

Dadas las propiedades de *L. minor*, se despertó el interés de investigar su papel en el ecosistema acuático. Es decir, indagar si su presencia contribuye a mantener a la poza en condiciones adecuadas para sostener la vida de los organismos que habitan en sus aguas, por ejemplo, como fuente temporal de oxígeno, evitando que se produzca la eutrofización del sistema, pero también como proveedora de alimento, y protección de los organismos, o por el contrario su presencia solo es transitoria sin producir cambios significativos en las propiedades del agua. Hubo necesidad entonces de buscar además un cuerpo de agua donde *L. minor* no proliferara con el fin de poder comparar las variaciones en los nutrientes y las propiedades fisicoquímicas del agua de ambas pozas, es decir en presencia y ausencia de *L. minor*. Fue posible encontrar ambas pozas cuyas diferencias se discuten aquí y forman la parte medular de esta investigación.

2. ANTECEDENTES

2.1 Área de estudio

El Cañón Nacapule se encuentra ubicado aproximadamente a 6 km de las playas de San Carlos, Nuevo Guaymas. La entrada se localiza a los $28^{\circ} 00' 56''$ N y $111^{\circ} 02' 58''$ O (Fig. 2), con una elevación aproximada de 150 metros sobre el nivel del mar. Este ecosistema terrestre posee condiciones adecuadas para ser considerado un laboratorio natural, ya que según los estudios realizados por Felger (1999) y Bogan (2012), el sitio alberga más de 250 especies de diferentes plantas y se han identificado 110 especies de invertebrados acuáticos (que en su conjunto también habitan en los demás cañones de la Sierra El Aguaje), en un área relativamente pequeña (3.97 km^2), características que catalogan al lugar como sitio importante para la conservación (Gaxiola-Morales, 2012).

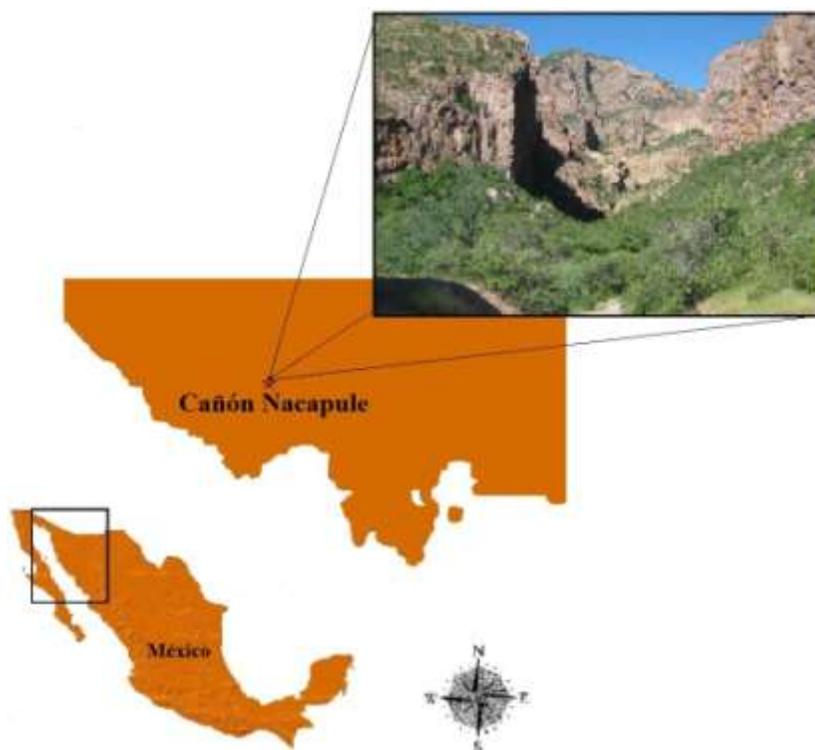


Figura 2. Ubicación del Cañón Nacapule, San Carlos, Nuevo Guaymas, Sonora. La fotografía muestra la entrada al cañón.

La presente investigación se llevó a cabo al interior del Cañón Nacapule donde se localizan 15 cuerpos de agua sobre la margen derecha del cauce principal que compone el fondo del cañón (Fig. 3). Los cuerpos de agua fueron monitoreados por Gaxiola-Morales (2012), como parte de su tesis de licenciatura. Con ayuda de una sonda multiparamétrica YSI 556 MPS se midieron temperatura ($^{\circ}\text{C}$), sólidos totales disueltos (g/l), oxígeno disuelto (mg/l), pH (unidades de pH) y salinidad (g/l) en los 15 cuerpos de agua, registrando las primeras mediciones puntuales y continuas (en períodos de 24 horas) de sus propiedades. Las mediciones realizadas mostraron que los cuerpos de agua en su mayoría mantienen condiciones de pH neutras (≈ 7) y solo algunos mostraron condiciones ligeramente básicas (pH entre 8.1-8.7). Se observó que la temperatura del agua fue mayor (hasta 37°C) en las pozas que están más expuestas a la radiación solar, en comparación con la temperatura (de hasta 26.3°C) de los cuerpos de agua mucho más protegidos a la sombra.

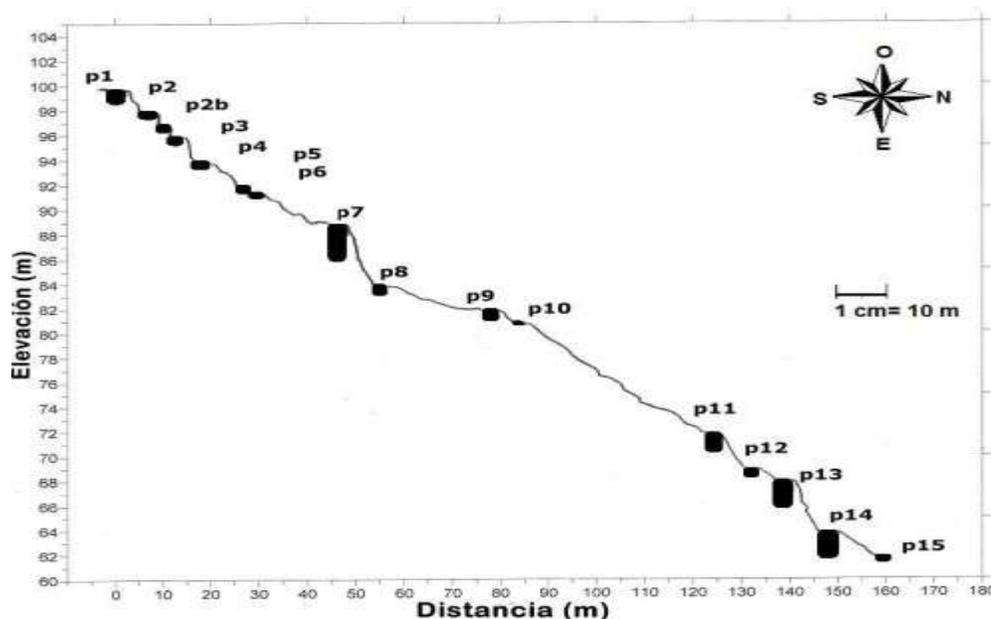


Figura 3. Corte longitudinal que muestra la ubicación de 15 cuerpos de agua localizados sobre la margen derecha del cauce del Cañón Nacapule. Los cuerpos de agua fueron numerados de arriba hacia abajo para una mejor identificación y discusión en el texto. La escala vertical (m) está exagerada para apreciar mejor las diferencias en la profundidad de los cuerpos. Nótese que el desnivel entre el cuerpo de agua más elevado (p1), y el más bajo (p15), es de aproximadamente 38 m, y la distancia lineal recorrida entre ambos es de 155 m (tomado de: Gaxiola-Morales, 2012).

2.2 Elección de dos cuerpos de agua para la presente investigación

De los 15 cuerpos de agua (Fig. 3) se eligieron dos, las pozas 1 (p1) y 7 (p7). Ambos cuerpos de agua son permanentes aún durante la temporada seca (de abril a junio), lo que garantiza la posibilidad de llevar a cabo mediciones in interrumpidas de sus propiedades durante el ciclo anual. Una diferencia importante entre ambos cuerpos de agua es que en p1 *L. minor* prolifera ocasionalmente durante la temporada cálida y húmeda mientras que en p7 no hay indicios de que esta planta prolifere en ninguna época del año. Otras diferencias tienen que ver con las propiedades físicoquímicas del agua. Por ejemplo, p1 está más protegida a la radiación solar por las paredes del cañón que p7 por lo que su temperatura se mantiene más fresca durante el año. Es más somera (profundidad de poza 1 $h_{p1}=1.64$ m, mientras que poza 7 $h_{p7}=2.90$ m). El pH de p1 es cercano a neutro (6.83), en comparación con el pH de p7 que es un poco alcalino (pH=8.14).

En 2012 (Gaxiola-Morales, 2012), se realizaron mediciones continuas de oxígeno disuelto cada 10 minutos en un período de 24 horas en la poza 1, de julio a noviembre (Fig. 4). Las mediciones se hicieron entre las 16 horas del día anterior hasta las 16 horas del día posterior.

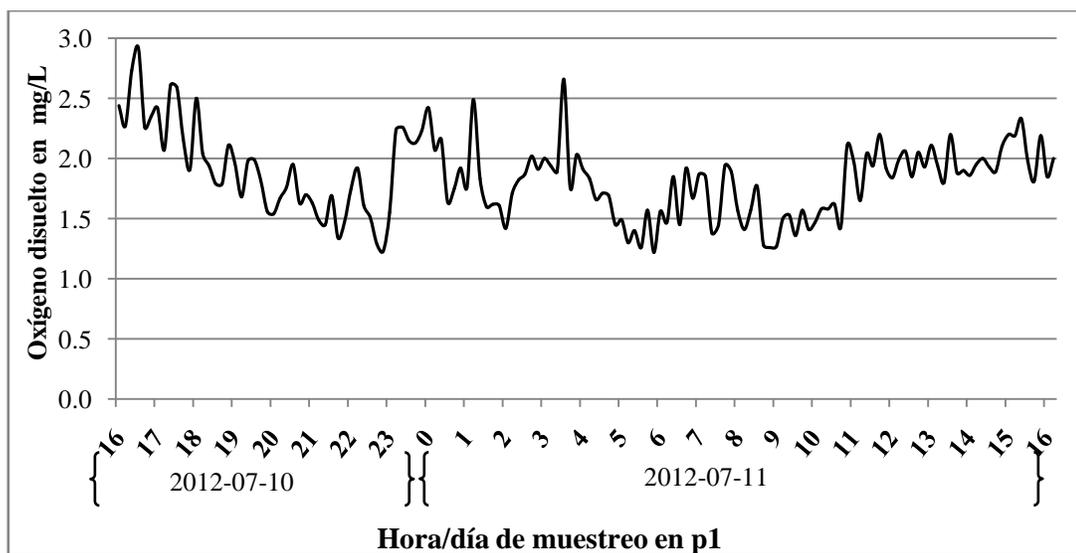


Figura 4. Concentración de oxígeno disuelto en p1 entre el 10 y 11 de julio de 2012. En el eje X, además de la hora se muestra el día del monitoreo en formato año (cuatro cifras), mes (dos cifras) y día (dos cifras).

Los resultados mostraron que las concentraciones de oxígeno disuelto en p1 tuvieron variaciones muy marcadas entre el día y la noche, en un rango de 1.3 a 2.7 mg/L, que pudieron estar relacionadas con los hábitos de consumo de organismos acuáticos, principalmente de larvas de insectos y anfibios que son abundantes en este cuerpo de agua. Durante el día las concentraciones de OD mostraron tendencia a disminuir hasta las 23 horas. En el lapso de las 23:00-06:00 horas, los registros mostraron oscilaciones (incremento y agotamiento) de la concentración de OD, a partir de las 9:00 horas la producción de oxígeno aumentó (aún con oscilaciones irregulares) hasta alcanzar niveles similares a los que tenía al inicio de las mediciones. Este resultado permitió inferir que debe existir alguna fuente de producción de oxígeno en p1, de otra manera el consumo de oxígeno por parte de los organismos terminaría por agotarlo. En p7 también se observaron organismos acuáticos pero en menor abundancia que p1 y en cambio no se observó *L. minor* (Fig. 5).

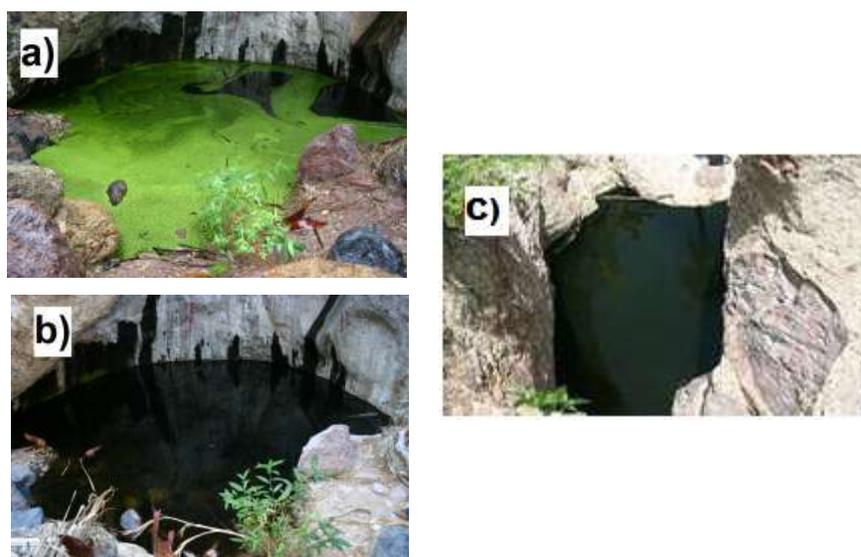


Figura 5. Tomas fotográficas de las pozas p1 (a y b) y p7 (c) (ver Figura 3). Ocasionalmente, durante la temporada cálida y húmeda el espejo de agua de p1 quedó cubierto por *L. minor*, (a) mientras que durante la temporada fría se mantuvo libre de esta planta (b). En p7 no se logró constatar la presencia de *L. minor* en ninguna época del año (c).

3. JUSTIFICACIÓN

Si bien las pozas p1 y p7 son permanentes, estas reciben poco reabastecimiento de agua durante el año, principalmente durante la temporada de lluvias (de julio a septiembre). Cuando la lluvia acumulada llega a ser abundante (>30 mm en 24 horas), todas las pozas se conectan gracias al flujo de agua desde las partes altas del cañón intercambiando las sustancias suspendidas en el agua y los organismos que son transportados por la fuerza de la corriente induciendo a una alta proliferación de organismos acuáticos prácticamente en todas las pozas. En cambio, durante la temporada seca la mayoría de las pozas pierden el agua por evaporación y mantienen un lecho seco. A diferencia de las pozas secas, la acumulación de materia orgánica en p1 y p7 que es transportada por el viento, la alta evaporación, la poca profundidad de estos cuerpos de agua permanentes y el escaso o nulo reabastecimiento de oxígeno deberían inducir condiciones de eutrofización en un corto plazo (de unas cuantas semanas), producto del incremento en el consumo de oxígeno dado por los organismos acuáticos y la acumulación de nutrientes en las aguas estancadas. Sin embargo esto no sucede, por el contrario se observa alta actividad biológica de larvas, insectos, anfibios y reptiles, principalmente en p1.

De aquí surge el interés de investigar si *L. minor* contribuye a mantener el sistema acuático de p1 en condiciones adecuadas para sostener la vida de los organismos que en él habitan, evitando así que se produzca la eutrofización del sistema; teniendo como contraste las condiciones que presenta en su interior p7.

4. OBJETIVOS

4.1 *Objetivo general*

Analizar el papel de *L. minor* para evitar condiciones de eutrofización en p1 mediante la comparación entre variables fisicoquímicas y nutrientes medidos de manera simultánea en los cuerpos de agua p1 y p7 en el Cañón Nacapule, San Carlos, Nuevo Guaymas.

4.2 *Objetivos particulares*

Identificar el periodo de mayor y menor afloración de la planta *L. minor* durante el ciclo anual.

Establecer las diferencias en las variaciones del ciclo estacional de oxígeno disuelto, pH, temperatura y nutrientes entre los dos cuerpos de agua.

Estimar la relación entre las variables fisicoquímicas medidas *in situ* (oxígeno disuelto, pH, temperatura, nutrientes) y la proliferación de *L. minor*, mediante la comparación entre las condiciones observadas en p1 (con *L. minor*) y p7 (sin *L. minor*).

5. HIPÓTESIS

L. minor impide el desarrollo de la eutrofización en el cuerpo de agua p1. Por lo tanto, a mayor abundancia de *L. minor* es menor la eutrofización, y las concentraciones de nutrientes observadas en p1 y p7 serán muy diferentes.

6. MATERIALES Y MÉTODOS

6.1 *L. minor*

Se documentó la presencia/ausencia de la planta en p1 y p7 en los muestreos comprendidos del 27 de mayo del 2014 al 21 de mayo del 2015.

6.2 *Oxígeno disuelto, pH, temperatura*

Con ayuda de dos sondas multiparamétricas YSI 556 MPS se realizaron mediciones simultáneas de oxígeno disuelto (OD), pH y temperatura en p1 y p7, la secuencia de mediciones se hizo de la siguiente manera:

- (1) Se realizaron tres muestreos preliminares para determinar la periodicidad y duración adecuadas en los muestreos posteriores: a) el 27 de mayo de 2014 (cada 10 segundos durante 2 horas); b) el 2 de junio de 2014 (cada 10 minutos durante 24 horas) y c) 19 de septiembre de 2014 (cada minuto durante 1 hora). A partir de estas mediciones se decidió que la frecuencia de los demás monitoreos se realizaran quincenalmente: (entre el 20 de septiembre de 2014 y 21 de junio de 2015).
- (2) Se hicieron mediciones continuas en presencia de *L. minor* (cada 15 minutos durante 24 horas).
- (3) Se realizaron mediciones puntuales cuando no se observó *L. minor* (cada minuto por 2 horas).

Todos los datos recabados de las mediciones multiparamétricas fueron promediados y se tomaron en cuenta para caracterizar el ciclo anual. Con los datos recopilados de los muestreos continuos se graficó el ciclo diario medio y se determinó la tasa de cambio para OD y pH.

6.3 *Nutrientes*

Para determinar nutrientes (nitritos, nitratos, amonio, fósforo), entre octubre de 2014 y junio de 2015, se tomaron dos muestras de un litro cada una en cada poza, que fueron transportadas inmediatamente al laboratorio, siguiendo el protocolo establecido por las Normas Oficiales Mexicanas NOM-AA-099-1987, NOM-AA-079-SCFI-2001 Y NOM-

AA-029-SCFI-2001. La metodología utilizada para la determinación de nitritos, nitratos y amonio, fue mediante la técnica de diazotización y espectrofotometría (Método de Shinn, 1941; adaptado por Bendschneider y Robinson, 1952) para nitrógeno de nitritos; reducción por cadmio (Mullin y Riley, 1955), diazotización y espectrofotometría para el caso de nitrógeno de nitratos, y la técnica de óxido-reducción (azul de indofenol) y espectrofotometría para nitrógeno de amonio, lo antes mencionado establecido por Strickland y Parsons (1972). Para la determinación de fósforo, la técnica utilizada fue la de reacción de molibdato y espectrofotometría, descrita por Strickland y Parsons (1972).

6.4 Profundidad en poza 1 y poza 7

El día 10 de octubre de 2014 se midió con estadal la profundidad de p1 y p7 y se colocó una varilla de aproximadamente dos metros en el interior de cada poza, marcando con un cincho plástico la referencia de la profundidad obtenida. En las visitas posteriores, se midió con una regla la variación del nivel a partir de la marca de referencia.

6.5 Cultivo en laboratorio

Se llevaron a cabo dos cultivos experimentales en condiciones de laboratorio (Figs. 6 y 7). Para lo cual se tomó una muestra de agua de 8 litros con individuos de *L. minor* de la poza 13 (ver Figs. 3 y 6 A) el día 10 de marzo de 2015.

6.5.1 Cultivo experimental #1

El cultivo se montó el 11 de marzo de 2015 en las instalaciones del Laboratorio de Calidad de Agua y Sedimentos (LCAyS) de CIBNOR, Campus Guaymas (Fig. 6). Para lo cual la muestra de 8 litros se dividió en dos recipientes iguales (Fig. 6 B), etiquetando cada recipiente y tomando la lectura de temperatura, pH y oxígeno disuelto en cada uno. La muestra de cada recipiente se filtró con una red de fitoplancton (Fig. 6 C) a fin de medir el peso húmedo de *L. minor* utilizando balanza analítica (Fig. 6 D). Una vez conocidos los pesos de *L. minor*, las plantas fueron regresadas al recipiente donde fueron extraídas colocando el doble de peso de *L. minor* en una de las charolas.

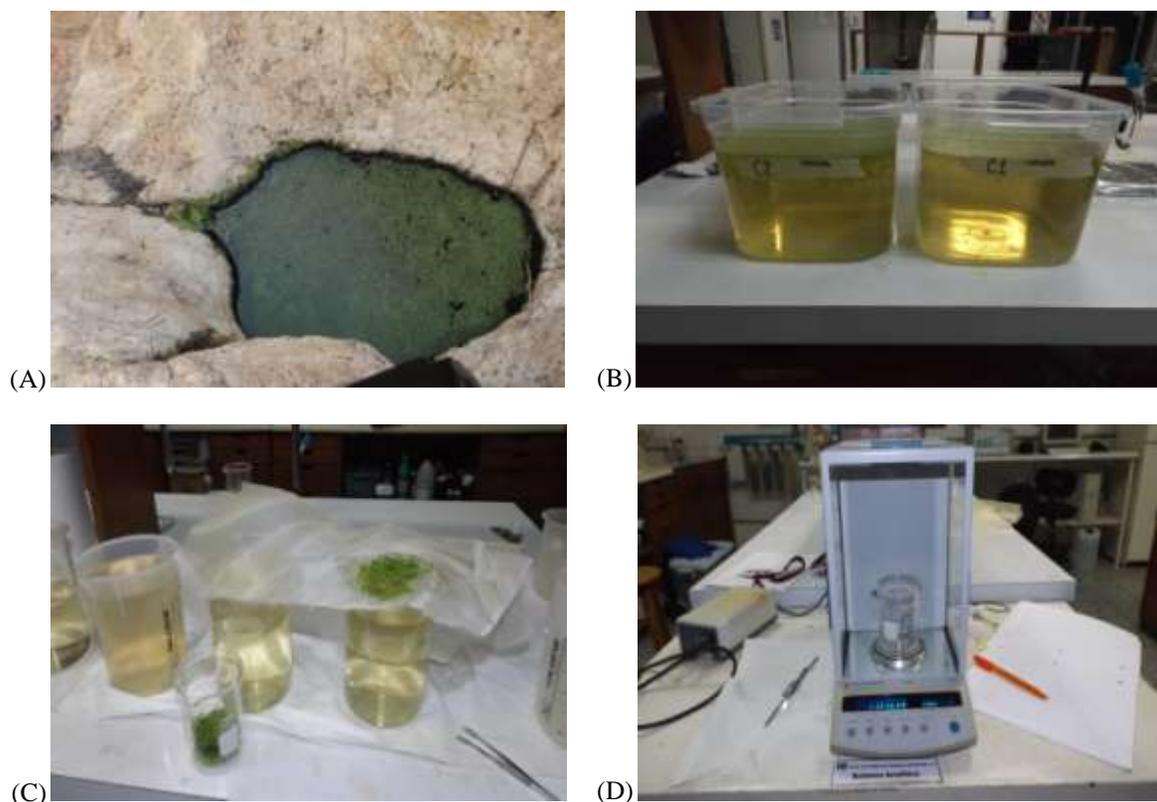


Figura 6. Cultivo #1 de *L. minor* en laboratorio. (A) Poza de donde se extrajo muestra de agua con *L. minor*. (B) Recipientes etiquetados para el cultivo de *L. minor*. (C) Proceso de filtrado para cada charola de cultivo. (D) Pesaje de muestra húmeda de *L. minor* previamente filtrada.

Diariamente, se registró la cobertura de la planta en superficie, apariencia del agua, depositación de materia orgánica y presencia de organismos acuáticos en cada recipiente. El 24 de marzo de 2015 las charolas fueron cambiadas de lugar al observarse el decaimiento de las plantas ante la insuficiencia de luz solar. A partir del 25 de marzo de 2015 se colocó un termómetro en cada charola de cultivo para tener control de la temperatura. También se realizaron mediciones puntuales de las variables fisicoquímicas al inicio (11-03-2015) y fin (17-04-2015) del cultivo.

6.5.2 Cultivo experimental #2

El 30 de abril de 2015 se realizó el montaje de un segundo experimento (Fig. 7). Para esto se utilizó la muestra de agua del primer cultivo adicionando cuatro litros más de muestra

sin planta extraída del mismo sitio que el anterior, ya que el volumen de las charolas C1 y C2 del cultivo experimental #1 era muy bajo. En este nuevo cultivo se colocaron tres charolas (Fig. 7 A), una de ellas libre de planta y las otras dos charolas conteniendo diferentes pesos de *L. minor*. Para esto, se procedió al filtrado de la muestra total de agua mediante una red de fitoplancton, separando plantas y agua. Se vertió el mismo volumen de agua filtrado en las tres charolas y se determinó el peso húmedo de *L. minor* contenida en C1 y C2 del cultivo #1, para posteriormente colocarlas en las respectivas charolas con un peso de 7.42 g en C1 y de 11.02 g en C2 del cultivo experimental #2 (Fig. 7 B).

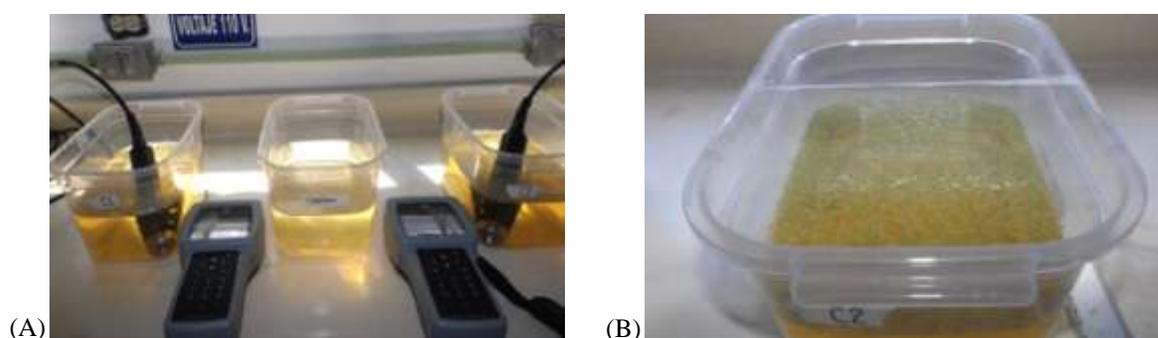


Figura 7. Cultivo #2 de *L. minor* en laboratorio. (A) Montaje del cultivo #2, izquierda=Cultivo 1 (C1), centro=Control (C), derecha=Cultivo 2 (C2). (B) Charola con cinta para la medición del grado de evaporación.

Una vez etiquetadas las charolas, se colocó cinta adhesiva en la parte superior de cada charola y con ayuda de una regla se midió la altura a partir de la cinta hasta la superficie del agua de cada charola, lo anterior para tener una noción del grado de evaporación; este procedimiento se realizó diariamente con diez repeticiones para cada charola de cultivo. El valor reportado fue el promedio de dichas mediciones diarias.

También se dio seguimiento diario al porcentaje de la cobertura de la planta sobre la superficie, la coloración, cantidad de materia orgánica depositada y presencia de organismos acuáticos (larvas, gasterópodos, etc.). De manera semanal se tomó una planta de C1 y C2, y se midió la longitud de su raíz.

6.5.2.1 Análisis ANOVA

Se realizaron mediciones simultáneas cada hora durante 24 horas de OD, pH y temperatura en las tres charolas al inicio (30 abril de 2015) y al final (29 mayo de 2015) del experimento. Con esos datos, se realizó un análisis ANOVA de una vía de la siguiente manera:

- Comparando las medias de los valores registrados en cada charola de cultivo al inicio del experimento.
- Comparando las medias de los valores registrados en las tres charolas de cultivo al final del experimento
- Comparando las medias de los valores registrados en las tres charolas de cultivo entre el inicio y final del experimento

En los tres casos, se comparó el valor de F obtenido con el valor tabular con un nivel de significancia de 5%.

7. RESULTADOS

7.1 *L. minor*

Durante los muestreos realizados se observó que la presencia de *L. minor* fue temporal apareciendo solo en p1 desde mediados de septiembre hasta principios de noviembre de 2014 mientras que en p7 no se observó la planta en todo el período de mediciones (Fig. 8).

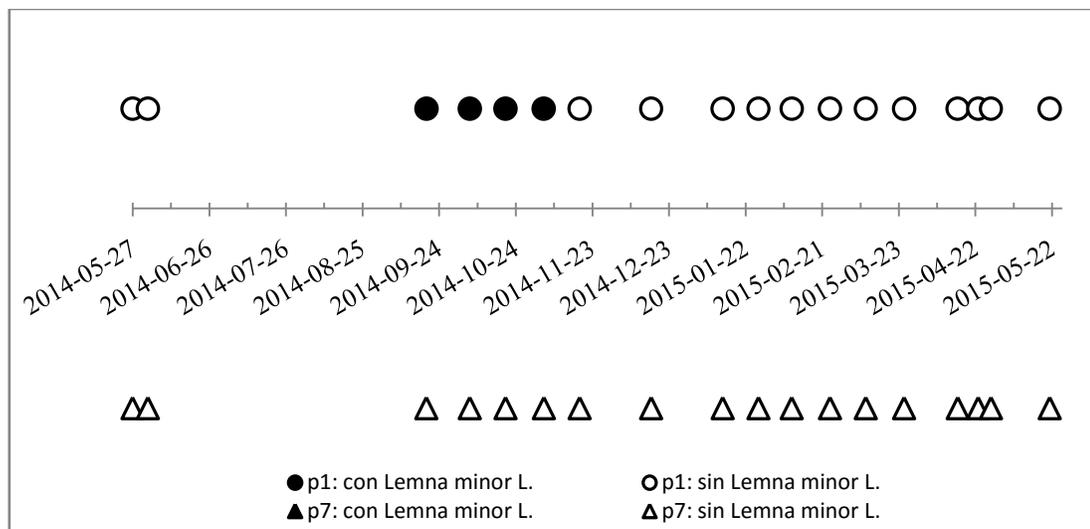


Figura 8. Presencia/ausencia de *L. minor* en cada muestreo.

En ausencia de *L. minor* la apariencia del agua es clara tanto en p1 como en p7 (Figs. 9 A-D, 10 y 11 B, D y F). La apariencia de color verde a verde-oscuro en el agua en p7 pudo atribuirse probablemente a la presencia de algas cianofitas en la superficie (Fig. 10 B-D) además de la materia orgánica que se deposita de manera natural en el fondo del cuerpo de agua. Cuando aparece *L. minor* la superficie del agua adquiere una tonalidad verdosa clara en p1 (Figs. 9 E y 11 A, C y E), mientras que en p7 se mantiene más clara debido a su ausencia. Esto se pudo constatar tanto en los muestreos preliminares (Figs. 9 y 10), como en los muestreos posteriores (Fig. 11).

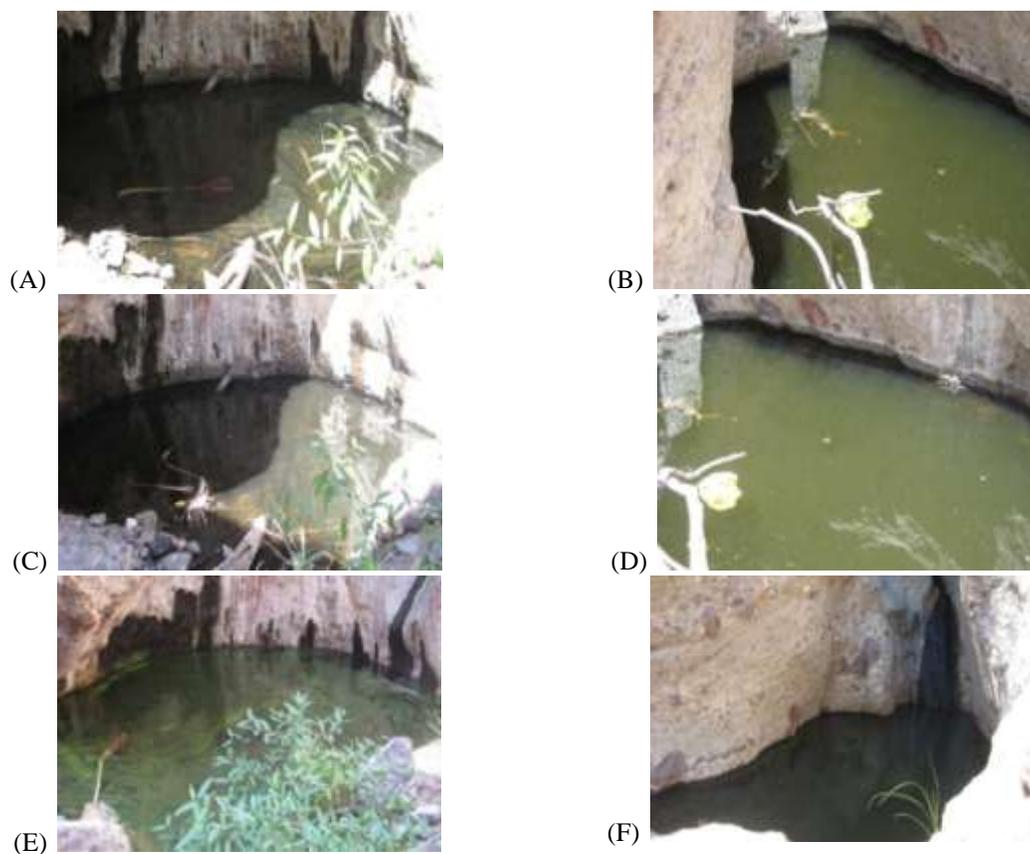


Figura 9. Apariencia del agua en p1 (imágenes de la izquierda) y p7 (imágenes de la derecha) durante los muestreos preliminares. (A) y (B) 25 de mayo de 2014. (C) y (D) 2 de junio de 2014. (E) y (F) 19 de septiembre de 2014.



Figura 10. Presencia de algas en p7. (A) p1, presentó superficie libre de *L. minor*. (B) p7, con posible presencia de algas cianofitas en la superficie (15 de enero de 2015). (C y D) Acercamiento de la superficie de p7.

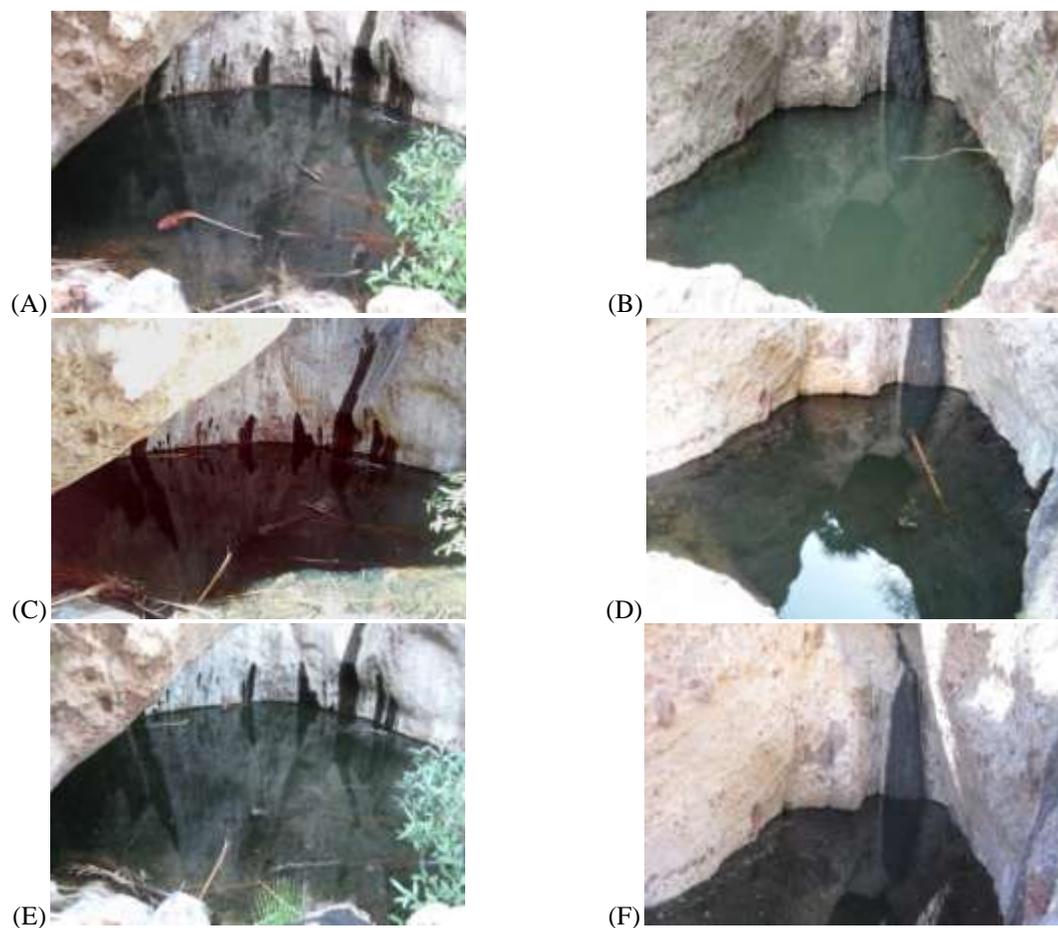


Figura 11. Apariencia de imágenes tomadas más o menos a la misma hora entre p1 con presencia de *L. minor* (izquierda) y p7 sin presencia de *L. minor* (derecha). (A) y (B) 6 de octubre de 2014. (C) y (D) 20 de octubre de 2014. (E) y (F) 3 de noviembre de 2014.

7.2 Oxígeno disuelto, pH, temperatura

7.2.1 Ciclo diurno

En las Figs. 12 y 13 se muestran los comportamientos de oxígeno disuelto en el agua, pH y temperatura en un período de 24 horas tanto en p1 como en p7. La Fig. 12 muestra mediciones continuas realizadas el 15 de enero de 2015 cuando se observó la presencia aparente de algas cianofitas en p7 con alta producción de oxígeno por fotosíntesis (ver Fig. 10), mientras que la Fig. 13 muestra el promedio del ciclo diurno para cada variable derivado de todas las mediciones continuas de 24 horas.

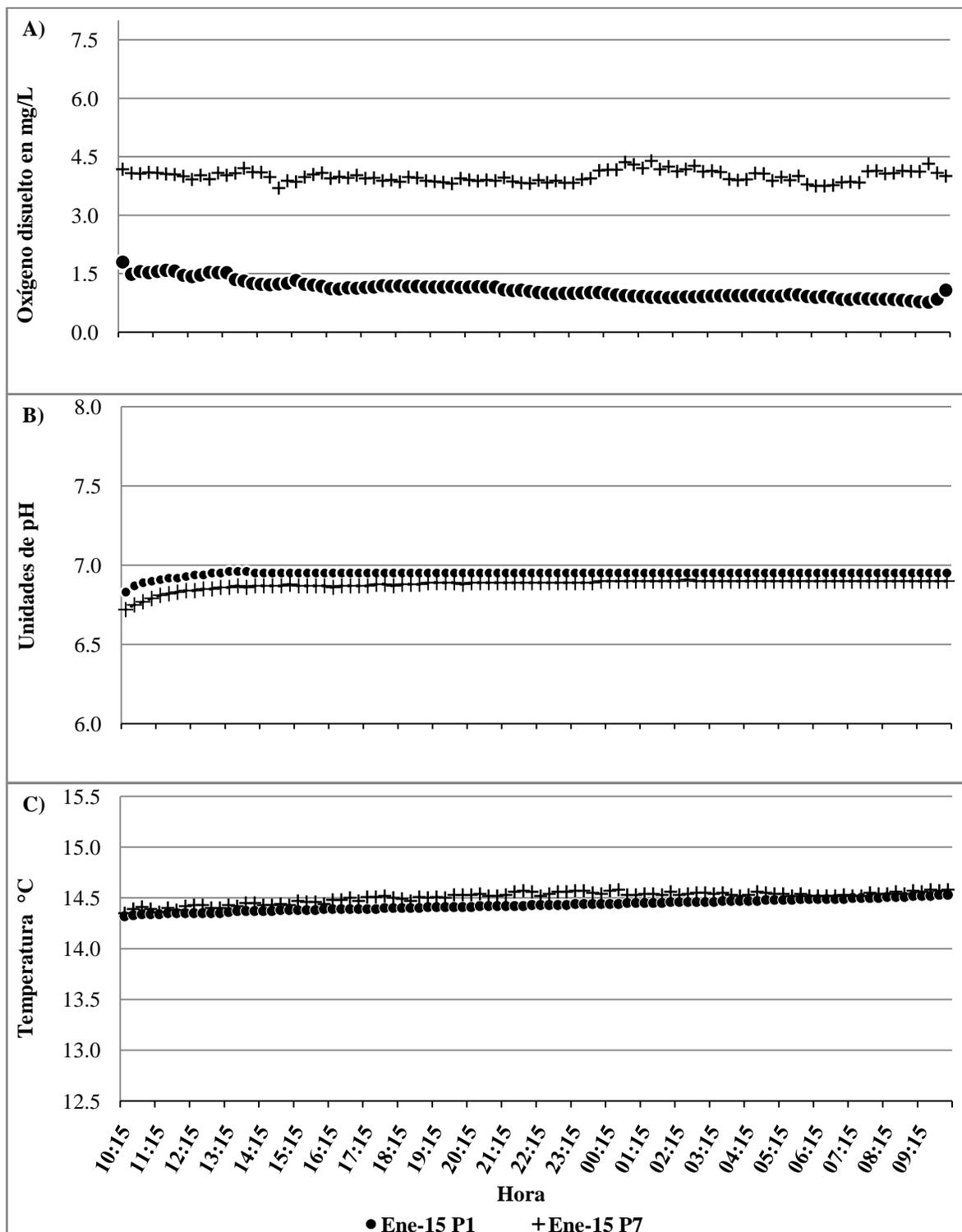


Figura 12. Comportamiento de:(A) oxígeno disuelto en el agua; (B) pH y (C) temperatura en un período de 24 horas realizado el 15 de enero de 2015.

El evento del 15 de enero indicó diferencias muy evidentes en la concentración de OD entre p1 y p7 (Fig. 12 A). En p1, por ejemplo, el agotamiento de OD es continuo con una ligera recuperación al final de las mediciones. En cambio en p7, el OD estuvo oscilando alrededor de 4.3 mg/L, valor tres veces mayor que en p1, que se redujo en el mismo período de 1.5 mg/L, en un inicio a 1.3 mg/L, al final. Este resultado otorga una idea clara del efecto de las algas cianofitas en la producción de oxígeno por fotosíntesis en p7.

El promedio de las mediciones continuas de OD para el ciclo diurno, en presencia de *L. minor* observada solo en p1, muestra un comportamiento similar al descrito anteriormente, es decir, una tendencia hacia el agotamiento de OD en p1 (de 1.0 mg/L a 0.7 mg/L), pero esta vez con ligeras recuperaciones a lo largo del día y la noche (Fig. 13 A), posiblemente en respuesta a la producción de oxígeno por fotosíntesis, aunque insuficiente, otorgada por *L. minor*. En cambio en p7, al encontrarse la mayor parte del tiempo libre de algas cianofitas y de la ausencia de *L. minor*, la concentración de OD no solo disminuye en comparación con su comportamiento del 15 de enero, sino que además muestra una tendencia hacia el agotamiento (Fig. 13 A), con algunas recuperaciones en el transcurso del día. En este caso, las concentraciones en p7 disminuyen de 3.3 mg/L al inicio a 2.5 mg/L al final.

En cuanto al pH, se observa un comportamiento muy similar en p1 y p7 en el evento del 15 de enero de 2014 (Fig. 12 B), con un pH ligeramente ácido en los primeros minutos de las mediciones, a un pH neutro y cercano a 7.0 en ambos casos, aunque menor en p7, en el resto del día. El ciclo diurno promedio de pH (Fig. 13 B) se muestra invariable en p1 (con valores cercanos a 6.75 durante las 24 horas.), mientras que en p7 se incrementa de condiciones ácidas en la mañana ($\text{pH} < 6.0$) a condiciones ligeramente neutras en las siguientes horas ($6.50 < \text{pH} < 6.75$).

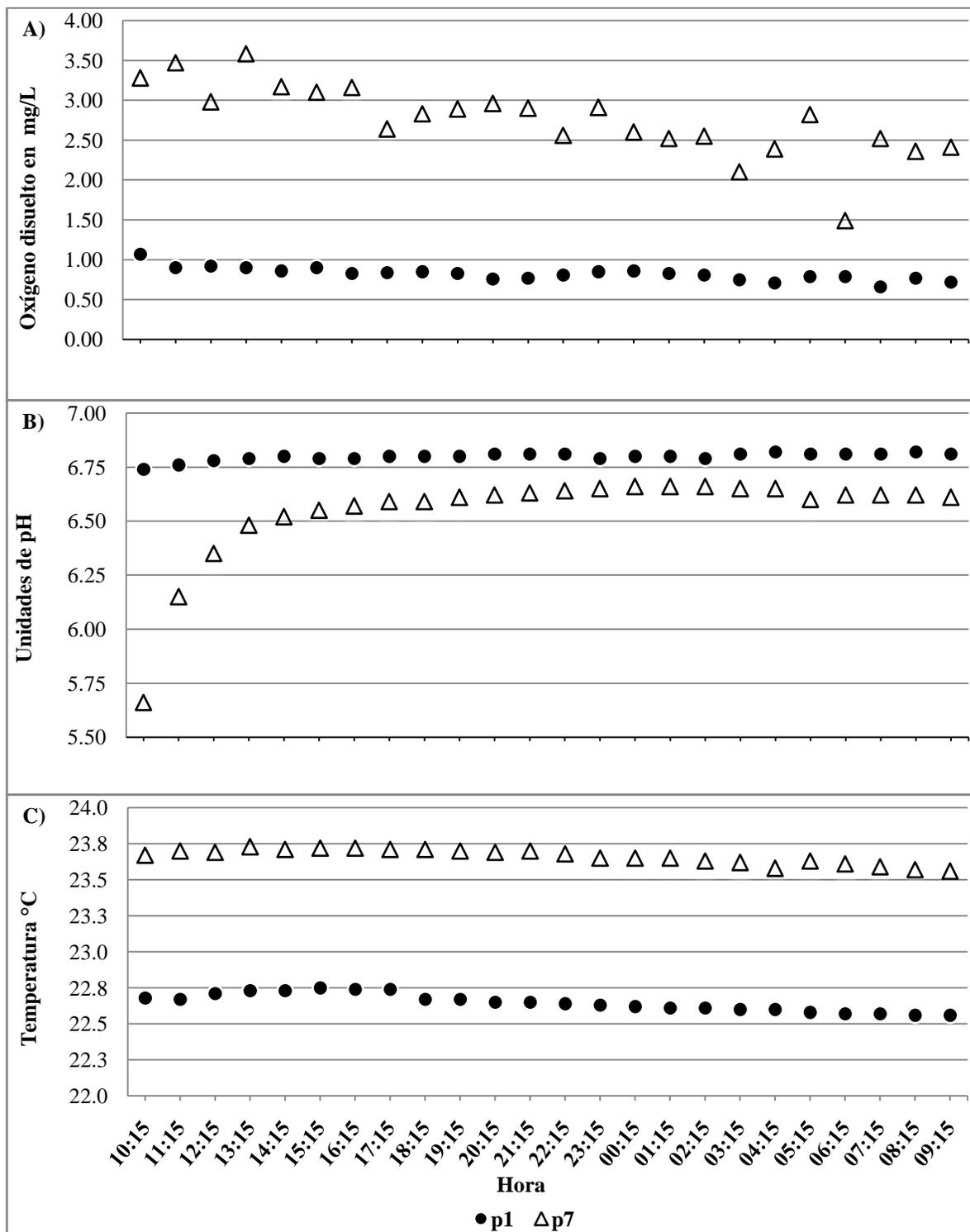


Figura 13. Ciclo diario medio de (A) OD, (B) pH y (C) temperatura, obtenidos a partir de todas las mediciones continuas de 24 horas en presencia de *L. minor*.

En el evento del 15 de enero de 2105, la temperatura muestra condiciones ligeramente más cálidas en p7 comparado con su comportamiento en p1 (Fig. 12 C), aunque en ambos casos se mantuvo alrededor de 14.5 °C. El promedio del ciclo diurno de temperatura (Fig. 13 C), revela mejor esta diferencia, indicando que la temperatura en p7 siempre es más cálida que en p1, y esto se debe a que p1 se mantiene más en la sombra protegida de los rayos solares. Las tendencias de la temperatura observadas en las Figs. 12 C y 13 C corresponden con la oscilación estacional de la temperatura.

7.2.2 Variación en el transcurso del año

Los resultados del promedio de los valores monitoreados de OD, pH y temperatura para obtener un solo valor en cada día se muestran en la Fig. 14. En presencia de *L. minor* las mediciones se realizaron cada 15 minutos durante 24 horas, mientras que en ausencia de la planta, las mediciones se realizaron cada minuto durante dos horas. De esta manera, la Fig. 14 muestra el ciclo anual de esas variables. La Fig. 15 muestra las tasas de cambio de OD (Fig. 15 A) y pH (Fig. 15 B) en el mismo periodo.

En las pozas p1 y p7 el OD registró sus concentraciones mínimas al final de la temporada cálida y lluviosa (entre septiembre y octubre en p1 alcanzaron valores < 1.0 mg/L, mientras que en p7 fueron entre 2 y 4 mg/L), que coincide con la época en que se observó la presencia de *L. minor* en p1 (Fig. 14 A). De hecho, es durante esta época que el agotamiento de OD en p1 y p7 alcanza valores muy altos con tasas de cambio negativas (Fig. 15 A). Antes y después de este período, las concentraciones de OD en p7 muestran una tendencia decreciente y creciente, respectivamente, hasta alcanzar valores superiores a 5 mg/L. En p1, ocurre algo similar, aunque posterior a la temporada lluviosa las concentraciones de OD oscilan entre 1 y 2 mg/L, es decir, siempre inferiores a las concentraciones de OD observadas en p7. Estos resultados indican que existen otras fuentes de producción de oxígeno, al menos en p1 diferentes a la fotosintética que ocurren temporalmente con tasas de cambio positivas durante la temporada fría (Fig. 15 A). En p1, por ejemplo, esta producción podría provenir de la aireación de la atmósfera al mezclarse el agua que por goteo cae de manera permanente en este cuerpo de agua. En p7 no existe una

fuentes de alimentación de agua permanente como ocurre en p1, por lo tanto, en ese cuerpo de agua la tasa de cambio positiva indica una fuente de producción distinta.

El pH se mantiene aproximadamente neutro a lo largo del año en p1 ($\text{pH} = 7.0$, Fig. 14 B). Sin embargo, en p7 muestra variaciones importantes, pasando de condiciones ligeramente ácidas antes del mes de septiembre de 2014 ($\text{pH} = 5.0$) a ligeramente neutras entre noviembre de 2014 y abril de 2015 ($6.0 < \text{pH} < 7.0$) a condiciones básicas en mayo de 2015 ($\text{pH} = 8.0$). Estas variaciones se hacen más evidentes al observar la tasa de cambio de pH, principalmente en p7 a lo largo del año (Fig. 15 B).

La temperatura promedio del agua siempre fue mayor en p7 (Fig. 14 C). Al final de la primavera y durante el verano las diferencias en la temperatura entre p1 y p7 es más marcada (siendo p7 más cálida en $4\text{ }^{\circ}\text{C}$ aproximadamente), mientras que durante la temporada fría ambas pozas mantienen temperaturas muy cercanas.

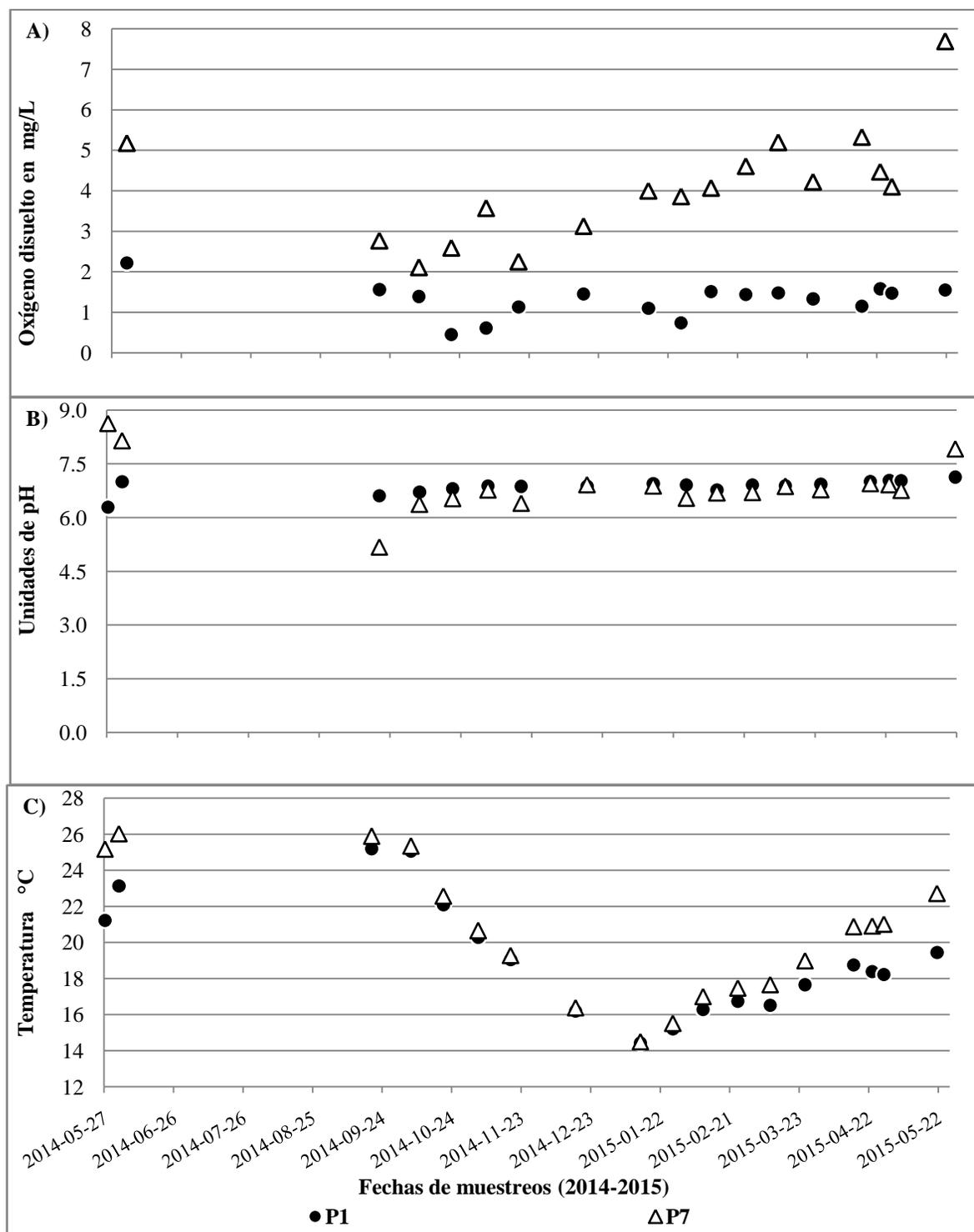


Figura 14. Mediciones promedio de OD, pH y temperatura. En presencia de *L. minor* se realizaron los muestreos cada 15 minutos durante 24 horas; en ausencia de la planta, la periodicidad fue de cada minuto durante dos horas.

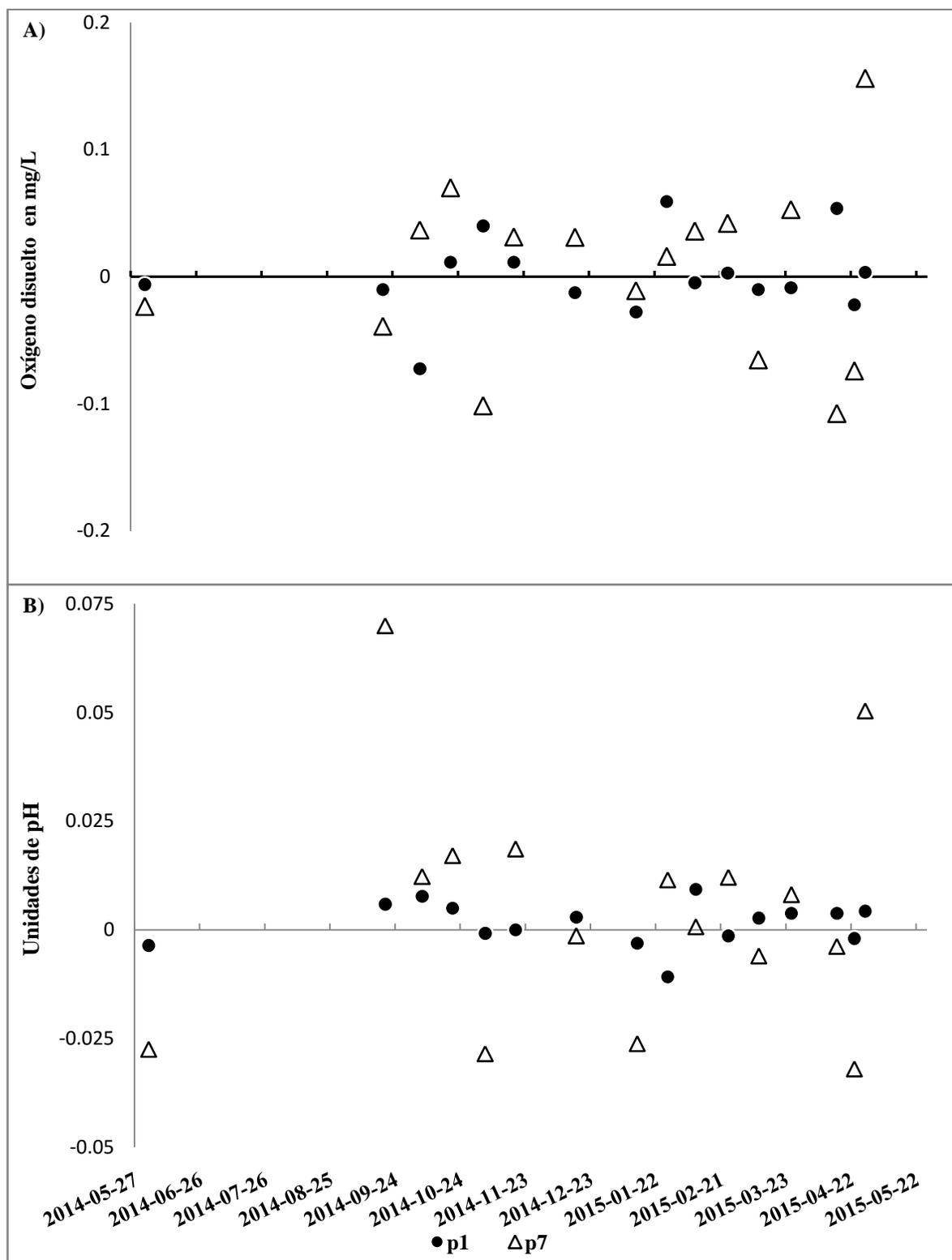


Figura 15. Tasa de cambio de OD y pH.

7.3 Nutrientes

En la Fig. 16 se muestra el promedio del contenido de nitrógeno (nitritos, nitratos y amonio) en p1 y p7 derivado del análisis de dos muestras tomadas en cada campaña de muestreo a lo largo del año. La Fig. 17, muestra algo similar para el contenido de fósforo. Las tasas de cambio correspondientes se muestran en las Figs. 18 para nitritos, 19 para nitratos, 20 para amonio y 21 para fósforo.

En cuanto a la concentración de nitritos ($N-NO_2$) sigue un comportamiento similar entre p1 y p7 (Fig. 16 A), a excepción de la primera quincena de febrero de 2015, cuando aumentó drásticamente en p1 con un agotamiento igualmente importante al siguiente muestreo. Al inicio de los muestreos la concentración de nitritos en p1 y p7 se redujo considerablemente (Fig. 16 A) con tasas de cambio negativas en ambos casos (Fig. 18). Estos cambios drásticos en la concentración de nitritos en p1 son más evidentes al comparar sus tasas de cambio a lo largo del año (Fig. 18). En los demás casos las tasas de cambio son cercanas a cero en ambos cuerpos de agua. En cuanto a la concentración de nitratos ($N-NO_3$), durante la temporada cálida y lluviosa esta fue cercana a cero en p1 y p7 (Fig. 16 B) y aumentó considerablemente posterior a las lluvias de verano alcanzando una concentración de 1.26 mg/L como el valor más alto en p1. La tasa de cambio de los nitratos indica variaciones cercanas a cero a lo largo del año en p1 y p7, a excepción del final de las lluvias de verano (mediados de noviembre), cuando en los dos cuerpos de agua la tasa de cambio fue positiva y muy alta (Fig. 19). En p7 además se observan otros dos momentos con tasas de cambio altas, una negativa a finales de enero seguida de una tasa de cambio positiva a principios de febrero.

En lo que respecta al amonio ($N-NH_4$), se observa una tendencia creciente a lo largo de 2015 en p1 y p7 con un margen de diferencia entre 0.02-0.09 mg/L siendo mayor en p7 (Fig. 16 C). Las variaciones más importantes en las tasas de cambio de amonio para ambos cuerpos de agua se observan al final de las mediciones con un incremento considerable en abril, seguido de un descenso igualmente drástico en mayo (Fig. 20).

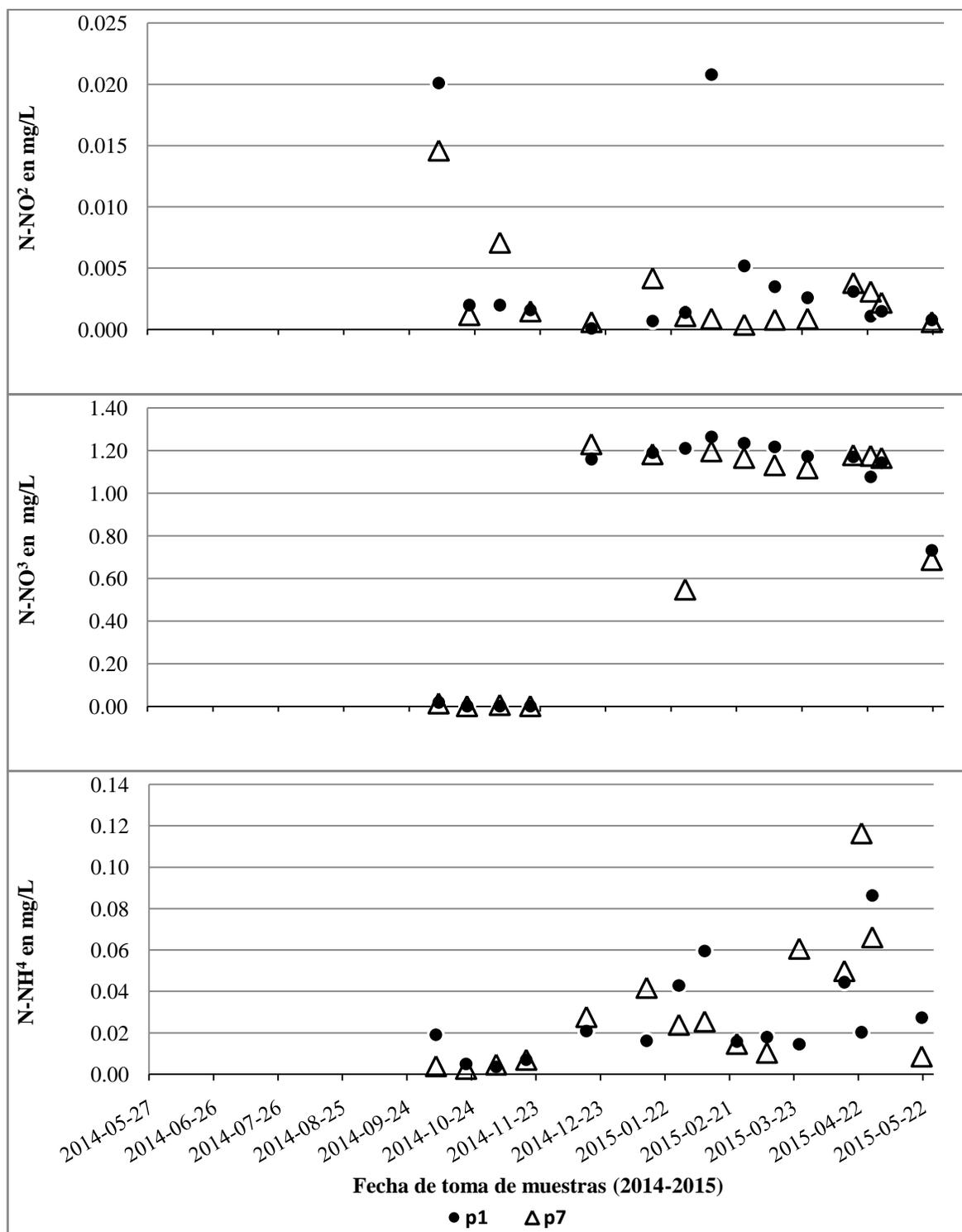


Figura 16. Contenido de nitritos, nitratos y amonio en p1 y p7.

La concentración de fósforo ($P-PO_4$) mostró un comportamiento opuesto en p1 y p7 desde el inicio de los muestreos y hasta inicios de febrero con una tendencia ascendente en p7 y una tendencia descendente en p1 (Fig. 17). En ambos cuerpos de agua, las concentraciones de fósforo se mantienen en sus valores mínimos en los meses de febrero y marzo (en p7 prácticamente está ausente), para después mostrar una recuperación con una tendencia ascendente en ambos cuerpos de agua. Estos cambios drásticos son más evidentes en p7 y se ven mejor reflejados en las tasas de cambio (Fig. 21).

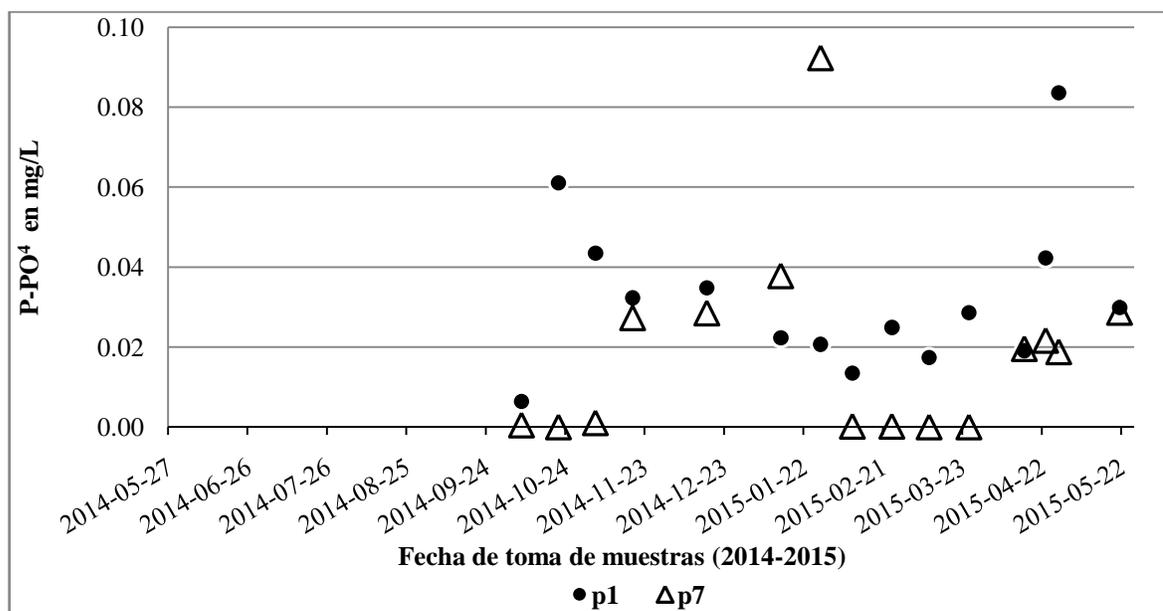


Figura 17. Contenido de fósforo en p1 y p7.

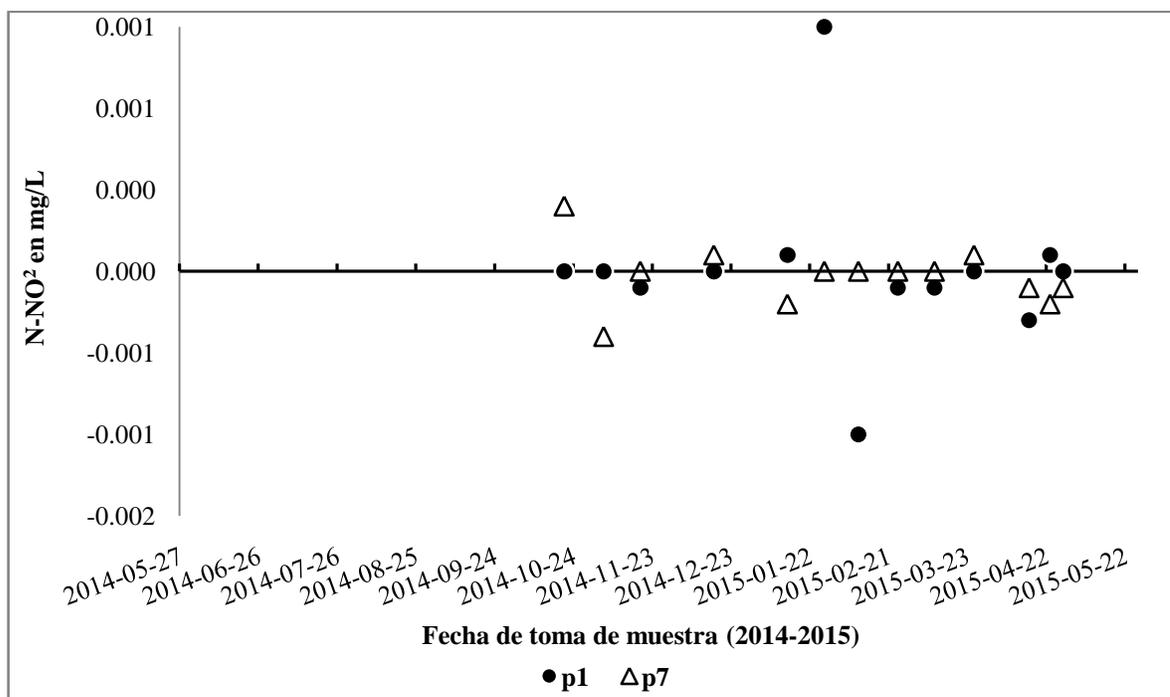


Figura 18. Tasa de cambio de nitritos.

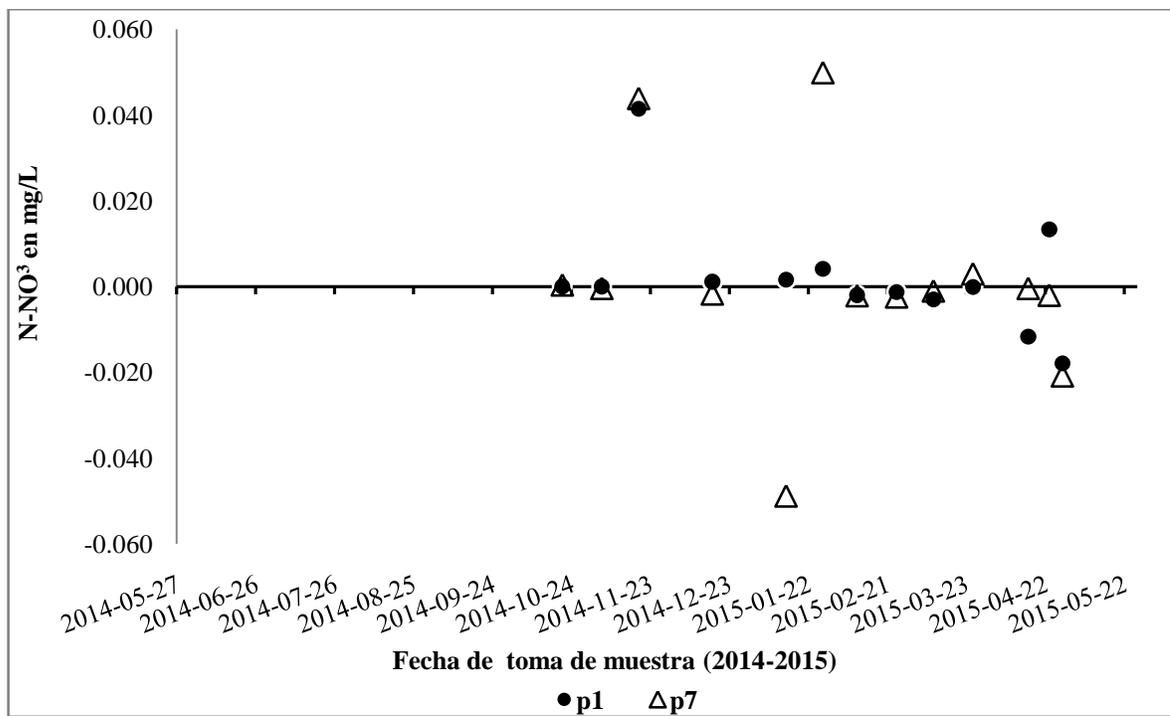


Figura 19. Tasa de cambio de nitratos.

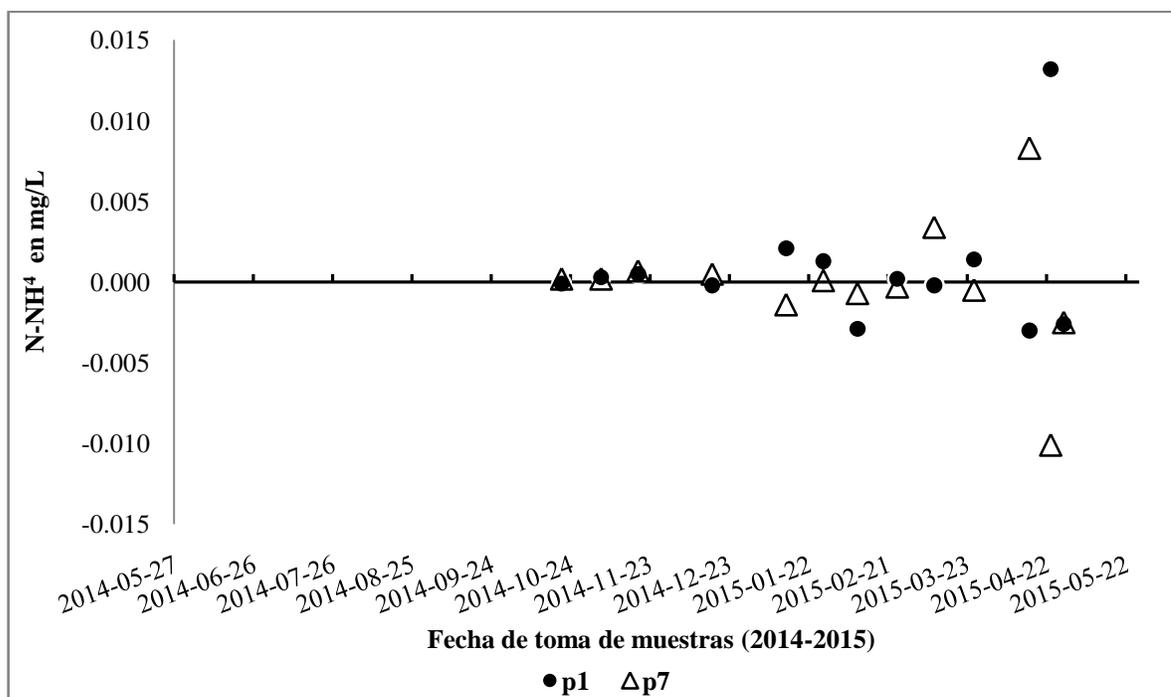


Figura 20. Tasa de cambio de amonio.

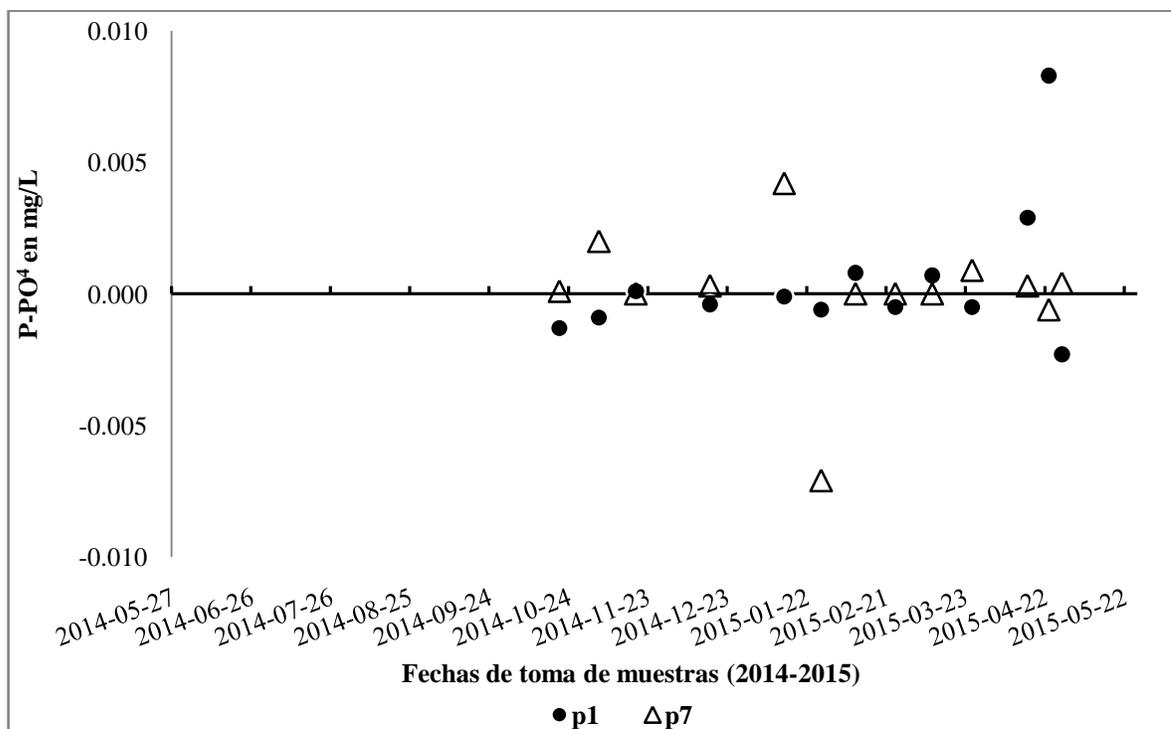


Figura 21. Tasa de cambio de fósforo.

7.4 Profundidad en p1 y p7

La Fig. 22 muestra la variación de las profundidades en las pozas p1 y p7 durante los muestreos. Se observa una señal muy fuerte del ciclo estacional que es sincrónica entre ambos cuerpos de agua. Los niveles mínimos (0.9 metros en p1 y 2.3 metros en p7), se observan a finales de noviembre de 2014 poco más de un mes después de haber finalizado las lluvias de verano; enseguida hay una tendencia creciente de la profundidad provocada por las lluvias de invierno que alcanza su máximo durante el mes de febrero de 2015 (1.6 metros en p1 y 2.9 metros en p7). Posteriormente, los niveles comienzan a descender muy lentamente dando inicio a la temporada seca entre marzo y mayo de 2015. La diferencia entre la profundidad máxima y la profundidad mínima alcanzadas es de aproximadamente 0.7 metros en ambas pozas.

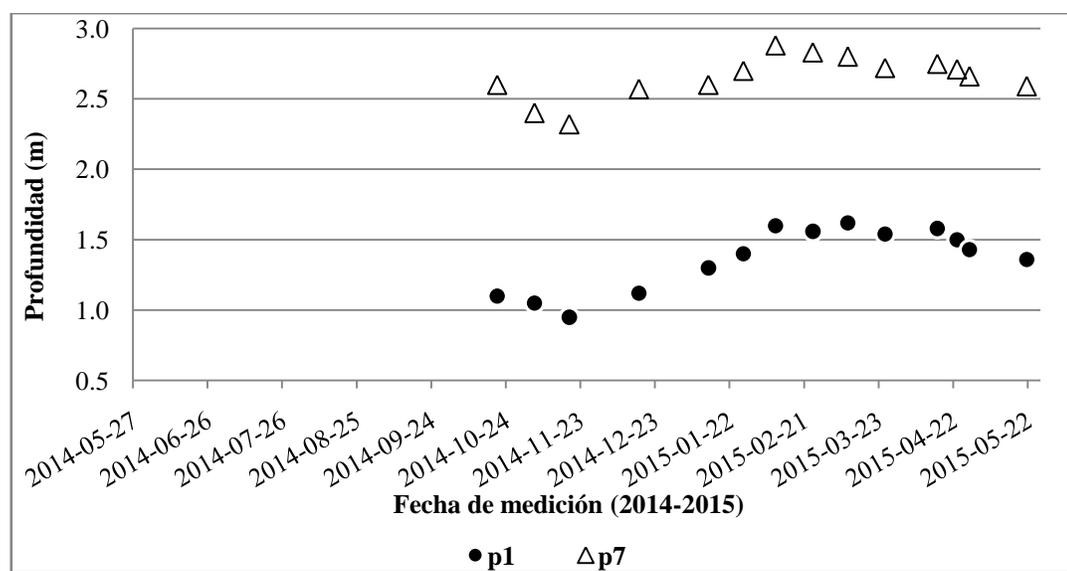


Figura 22. Variación de la profundidad en p1 y p7.

7.5 Cultivo en laboratorio

7.5.1 Cultivo experimental #1

En la tabla II se muestran los resultados del seguimiento del cultivo experimental #1. Las observaciones más notorias de este cultivo indican que a partir del 23 de marzo de 2015, hubo una disminución de raíz de las plantas, disminución de hojas, cambio de color del

agua, aumento de organismos acuáticos, concentración de materia orgánica en el fondo y disminución del nivel de agua. La cantidad de plantas que cubrieron la superficie de las dos charolas de cultivo (C1 y C2), se vio reducida de manera más notoria en C2, mientras que C1 mantuvo una cobertura superficial equitativa durante todo el experimento. La Tabla III muestra los resultados de los pesos de *L. minor*, volumen del agua en las charolas y mediciones de OD, pH y temperatura al inicio y al final del experimento. El peso de *L. minor* en la charola C1 tuvo una reducción aproximada de 25% del peso húmedo inicial; por su parte C2, que contaba con el doble de peso húmedo inicial que C1, se redujo alrededor de 44%. La reducción del volumen de agua tuvo una ligera diferencia entre las charolas C1 y C2 alrededor de los 2 litros aunque en C1 disminuyó 200 ml más que C2. El OD en C1 aumentó 0.54 mg/L al término del experimento mientras que en C2 el aumento fue más notorio de más de 2 mg/L. El pH en ambas charolas de cultivo tuvo un aumento significativo pasando de tener condiciones ligeramente ácidas a alcalinas, aunque el grado de alcalinidad fue mayor en C2 (9.21) que en C1 (8.30). La temperatura en ambas charolas de cultivo se mantuvo estable, aumentando 3.1 °C desde su inicio hasta el término del experimento.

7.5.2 Cultivo experimental #2

La tabla IV muestra los resultados del seguimiento del cultivo experimental #2. Las raíces de *L. minor* aumentaron con el tiempo, el doble en C1 (pasando de 1.5 cm a 3 cm) y la mitad en C2 (de 2.0 cm a 3.0 cm). La cobertura sobre el espejo de agua fue muy dinámica, en donde las plantas en ocasiones permanecían agrupadas y después se encontraban dispersas sobre la superficie del agua. La evaporación fue mayor en C1 y en la charola control sin *L. minor*. La tonalidad del agua contenida en las charolas con *L. minor* se tornó oscura de manera gradual al paso de los días debido al aporte de materia orgánica que precipitaba al fondo de las charolas.

7.5.2.1 Variaciones en el lapso de 24 horas

Las Figs. 23 y 24 muestran el comportamiento de OD, pH y temperatura del agua en un lapso de 24 horas al inicio (Fig. 23) y al final (Fig. 24) del experimento #2.

Tabla II. Seguimiento de cultivo experimental #1 de *L. minor*.

DÍA	Cultivo 1					Cultivo 2				
	1	2	3	4	5	1	2	3	4	5
12/03/2015	100	--	VC	no	n	100	--	VC	no	n
13/03/2015	100	--	VC	no	p	100	--	VC	poca	p
17/03/2015	100	--	VC	poca	p	100	--	VC	poca	p
18/03/2015	100	--	CC	poca	p	100	--	CC	poca	p
19/03/2015	100	--	CC	poca	p	100	--	CC	poca	p
20/03/2015	100	--	CC	poca	p	100	--	CC	poca	p
23/03/2015	100	--	CC	si	p	100	--	VO	si	p
24/03/2015	100	--	CC	si	p	100	--	VO	si	m
25/03/2015	100	22	CC	si	p	100	22	VO	si	m
26/03/2015	100	24	CC	si	p	100	24	VO	si	m
27/03/2015	100	22	VO	si	p	100	22	VO	si	m
30/03/2015	100	25	VO	si	p	100	24	VO	si	m
31/03/2015	100	21	VO	si	p	100	21	VO	si	m
01/04/2015	100	22	VO	si	p	100	22	VO	si	m
02/04/2015	98	23	VO	si	p	98	22	VO	si	m
03/04/2015	97	25	VO	si	p	98	24	VO	si	m
06/04/2015	95	22	VO	si	m	97	22	VO	si	m
07/04/2015	95	22	VO	si	m	97	22	VO	si	m
08/04/2015	95	22	VO	si	m	97	22	CO	si	m
09/04/2015	95	23	VO	si	m	97	23	CO	si	m
10/04/2015	94	21	CO	si	m	97	22	CO	si	m
13/04/2015	95	23	CO	si	m	97	24	CO	si	m
14/04/2015	95	22	CO	si	m	97	22	CO	si	m
15/04/2015	95	25	CO	si	m	98	25	CO	si	m
16/04/2015	95	23	CO	si	m	98	23	CO	si	m
17/04/2015	95	22	CO	si	m	98	22	CO	si	m

CARACTERÍSTICAS

1.- Cobertura de planta en superficie (%) | 2.-Temperatura (°C): -- = sin dato | 3.- Coloracion agua: VC=verde claro, CC=café claro, VO=verde-oscuro, CO= café oscuro. | 4.-Materia orgánica depositada | 5.-Organismos acuáticos: n=nulo, p=pocos, m=muchos

Tabla III. Aspectos analizados del cultivo experimental #1.

	Inicio		Fin	
	C1	C2	C1	C2
Fecha	11-marzo-2015		17-abril-2015	
Charola	C1	C2	C1	C2
Peso <i>L. minor</i> (g)	10.07	20.00	7.54	11.23
Volumen (L)	4.00	4.00	1.98	2.20
Oxígeno disuelto (mg/L)	3.96	3.18	4.50	5.21
pH	6.55	6.36	8.30	9.21
Temperatura °C	20.39	20.37	23.55	23.50

Tabla IV. Seguimiento de cultivo experimental #2 de *L. minor*.

DÍA	Control						Cultivo 1						Cultivo 2					
	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	5	6
30/04/2015	*	*	1	CT	*	n	1.5	80	1	VC	poca	p	2.0	100	1	VC	poca	p
01/05/2015	*	*	2	CT	*	n		85	4	VC	poca	p		100	4	AV	poca	p
04/05/2015	*	*	4	CT	*	n	1.9	85	3	AV	poca	p	2.5	100	1	AV	poca	m
05/05/2015	*	*	1	CT	*	n		90	1	AV	poca	p		97	1	AV	poca	m
06/05/2015	*	*	1	VC	*	n		90	1	CC	poca	p		95	1	CC	poca	m
07/05/2015	*	*	1	VC	*	n		92	2	CC	poca	p		95	1	CC	poca	m
08/05/2015	*	*	4	VC	*	n		95	3	CC	poca	p		95	7	CC	poca	m
11/05/2015	*	*	3	VC	*	n		90	3	CC	poca	p		100	1	CO	poca	m
12/05/2015	*	*	3	VC	*	n	1.5	87	0	CC	poca	p	2.6	100	2	CO	poca	m
13/05/2015	*	*	2	VC	*	n		90	2	CC	poca	p		100	2	CO	poca	m
14/05/2015	*	*	1	VC	*	n		95	1	CC	poca	p		100	1	CO	poca	m
15/05/2015	*	*	2	VC	*	n		98	3	CC	poca	p		100	2	CO	poca	m
18/05/2015	*	*	2	VC	*	n	3.0	97	1	CC	poca	m	3.0	100	2	CO	poca	m
19/05/2015	*	*	1	VC	*	n		98	2	CC	poca	m		100	2	CO	poca	m
20/05/2015	*	*	1	VC	*	n		98	1	CC	poca	m		100	1	CO	poca	m
21/05/2015	*	*	3	VC	*	n		98	2	CC	poca	m		100	1	CO	poca	m
22/05/2015	*	*	5	VC	*	n		98	3	CC	poca	m		100	3	CO	poca	m
25/05/2015	*	*	0	VC	*	n	3.0	80	0	CC	poca	m	3.0	90	1	CO	si	m
26/05/2015	*	*	0	VC	*	n		80	1	CC	poca	m		95	2	CO	si	m
27/05/2015	*	*	2	VC	*	n		80	2	CC	poca	m		100	1	CO	si	m
28/05/2015	*	*	1	VC	*	n		85	2	VO	poca	m		100	2	CO	si	m
29/05/2015	*	*	0	VC	*	n		70	0	VO	poca	m		100	0	CO	si	m

CARACTERÍSTICAS

1.-Longitud de raíz (cm) | 2.-Cobertura de planta en superficie (%) | 3.-Evaporación (mm) | 4.-Coloracion agua:
 CT=claro/transparente, VC=verde claro, CC=café claro, AV=amarillo-verdoso, VO=verde-oscuro, CO= café oscuro. | 5.-
 Materia orgánica depositada | 6.-Organismos acuáticos: n=nulo, p=pocos, m=muchos | *N/A=no aplica

Al inicio del experimento, el comportamiento del OD en las tres charolas fue distinto (ver Fig. 23 A). Como era de esperarse, en la charola control el OD mostró una tendencia continua hacia el agotamiento pasando de 4.5 mg/L a las 09:00 horas a 3.9 mg/L a las 08:00 horas del día siguiente. Entre las charolas C1 y C2 se observa un comportamiento opuesto en las concentraciones de OD desde las 09:00 horas hasta las 23 horas, es decir, durante este lapso del día cuando en una charola el OD aumenta en la otra disminuye y viceversa. A partir de las 23 horas el incremento de OD en ambas charolas es evidente (Fig. 23 A) y mucho más pronunciado en C1. Sin embargo, el análisis ANOVA no mostró diferencias

significativas en la concentración de OD entre las tres charolas, lo que indica que los cambios fueron aleatorios y marginales. El pH mostró un comportamiento más o menos constante durante el día en las tres charolas al inicio del experimento (Fig. 23 B), con condiciones básicas ($\text{pH} > 8.0$) en la charola control y condiciones ligeramente neutras ($\text{pH} \approx 7.5$) en las charolas C1 y C2. En este último caso se observa un ligero incremento del pH en ambas charolas entre las 14:00 y 15:00 horas. El análisis ANOVA indica diferencias significativas en pH entre las tres charolas. Esta diferencia está asociada a las condiciones más básicas en la charola control al inicio del experimento. La temperatura del agua en las tres charolas muestra el ciclo diurno (Fig. 23 C) con valores máximos entre las 15:00 y 16:00 horas y mínimos entre las 06:00 y 07:00 de la mañana al inicio del experimento. Las diferencias en temperatura entre las tres charolas no son estadísticamente significativas (Tabla V).

Al final del experimento el comportamiento de OD, pH y temperatura en un lapso de 24 horas cambia con respecto a sus comportamientos en un inicio. En el caso del OD (Fig. 24 A), se observa un aumento constante de OD en la charola control que pasa de 4.0 mg/L al inicio del día a 4.5 mg/L al final. Este comportamiento es opuesto al que se observa al inicio del experimento en la charola control (ver Fig. 23 A), lo que indica que en ausencia de *L. minor* las variaciones de OD muestran una fluctuación mayor al ciclo diurno, favorecido tal vez por el intercambio de oxígeno con la atmósfera del medio circundante. En el caso de C1 y C2 el OD se mantiene constante entre las 09:00 y 15:00 horas y entre las 00:00 y 08:00 horas, mientras que es opuesto entre las 15:00 y 00:00 horas (Fig. 24 A), con un incremento de OD en C2 y un agotamiento de OD en C1 hasta que en ambas charolas se igualó la concentración de OD. Estas diferencias de OD en las tres charolas al final del experimento resultaron ser estadísticamente significativas (Tabla V).

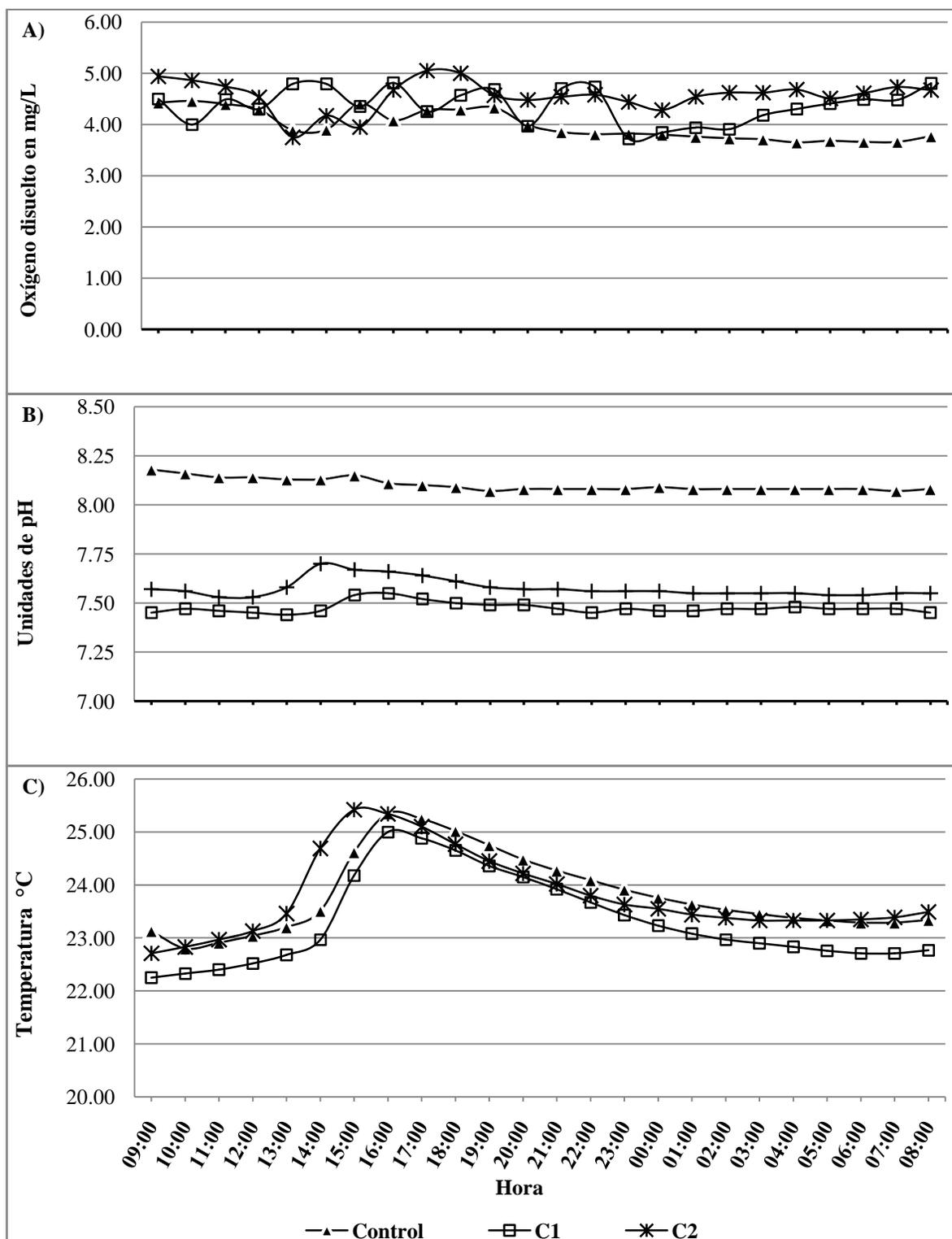


Figura 23. Ciclo diario del cultivo experimental #2 (medición inicial).

En el caso del pH, el comportamiento observado durante las 24 horas al final del experimento (Fig. 24 B) es muy similar a su comportamiento al inicio (Fig. 23), solo que en este caso, aumentó en las tres charolas. El cambio repentino de pH que se observa en C1 a las 15:00 horas pudo ser un problema del sensor que se recupera en las siguientes horas. Debido a esta variación de pH en C1 las diferencias de pH en las tres charolas resultó ser estadísticamente significativa. En el caso de la temperatura, la charola control y C1 muestran valores iguales en el lapso de 24 horas al final del experimento (Fig. 24 C) mientras que C2 muestra temperaturas más frescas. Las diferencias en las medias de la temperatura en C2 resultó ser estadísticamente significativa en relación a la charola control y C1.

7.5.2.2 Variaciones puntuales entre el inicio y el final del experimento

Los resultados del análisis ANOVA mostraron que hay diferencias estadísticamente significativas entre el inicio y el final del experimento #2 en OD, pH y temperatura (Tabla V).

En la Tabla VI se muestran los resultados de los pesos de *L. minor*, volumen del agua en las charolas y mediciones promedio de OD, pH y temperatura derivados de mediciones continuas cada hora en un lapso de 24 horas al inicio (Fig. 23) y al final (Fig. 24) del experimento. La disminución del peso total de *L. minor*, fue mayor en C2 comparado con C1 (40% y 19% para cada caso, respectivamente).

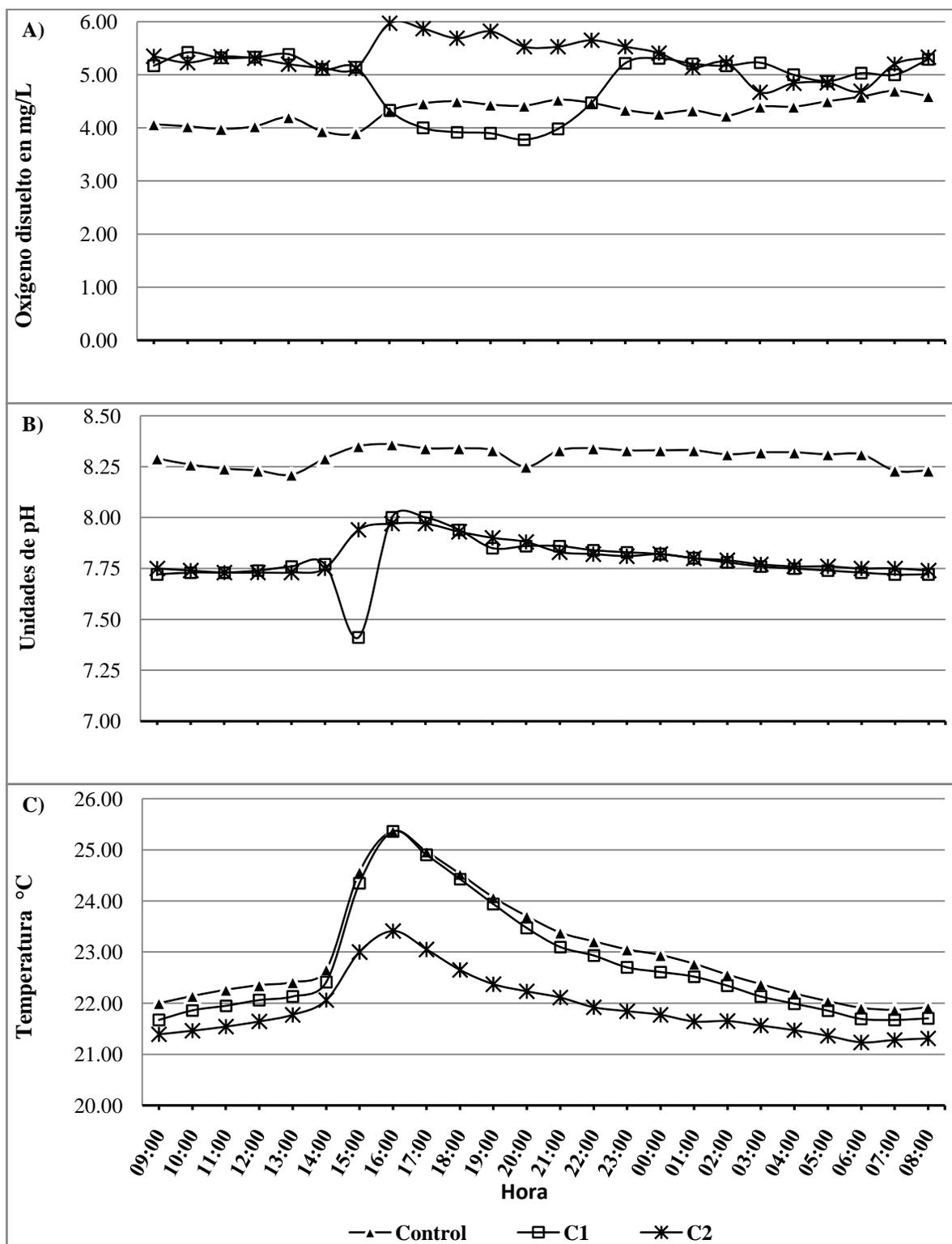


Figura 24. Ciclo diario del cultivo experimental #2 (medición final).

Tabla V. Resultados del análisis ANOVA utilizando las mediciones cada hora durante 24 horas continuas.

Variable	Hipótesis	Valor F.	Valor F. tabular	Hipótesis aceptada	Interpretación
OD	I	0.59	< 3.15	H0	Al inicio los 3 experimentos fueron iguales y no mostraron diferencias estadísticamente significativas
	II	20.35	> 3.15	H1	Al final los 3 experimentos mostraron diferencias estadísticamente significativas
	III	20.53	> 2.29	H1	Desde el inicio hasta el final, los 3 experimentos mostraron ser diferentes, por lo tanto son estadísticamente significativos.
pH	I	2263	> 3.15	H1	Al inicio los 3 experimentos mostraron diferencias estadísticamente significativas
	II	55.71	> 3.15	H1	Al final los 3 experimentos mostraron diferencias estadísticamente significativas
	III	480	> 2.29	H1	Desde el inicio hasta el final, los 3 experimentos mostraron ser diferentes, por lo tanto son estadísticamente significativos.
°C	I	2.5	< 3.15	H0	Al inicio los 3 experimentos fueron iguales y no mostraron diferencias estadísticamente significativas
	II	29.57	> 3.15	H1	Al final los 3 experimentos mostraron diferencias estadísticamente significativas
	III	14.37	> 2.29	H1	Desde el inicio hasta el final, los 3 experimentos mostraron ser diferentes, por lo tanto son estadísticamente significativos.

Donde: **H0:** $C = C1 = C2$ **H1:** $C \neq C1 \neq C2$

Con un nivel de significancia del 5%

Hipótesis I= Experimentos al inicio

Hipótesis II= Experimentos al final

Hipótesis III= Experimentos desde el inicio al final

Tabla VI. Aspectos analizados del cultivo experimental #2.

	Inicio			Fin		
	30-abril-2015			29-mayo-2015		
Fecha	C	C1	C2	C	C1	C2
Charola						
Peso L. minor (g)	N/A	7.42	11.02	N/A	6.01	6.68
Volumen (L)	2.65	2.65	2.65	0.915	1.05	1.10
Oxígeno disuelto (mg/L)	4.36	4.36	4.54	4.34	4.89	5.29
pH	8.10	7.48	7.58	8.29	7.79	7.81
Temperatura °C	23.79	23.30	23.78	22.84	22.74	21.90

Como era de esperarse, la concentración promedio de oxígeno disuelto (OD) presentó una tendencia en aumento entre el inicio y final del experimento para las charolas de cultivo C1 y C2, cuya fuente más obvia fue la producción de oxígeno por fotosíntesis. De este modo, la charola 2 mostró un aumento mayor en la concentración de OD por tener una mayor cantidad de plantas al inicio que C1. En cambio, la charola control (sin *L. minor*), mostró una disminución marginal de 0.02 mg/L. El pH promedio presentó condiciones con una ligera tendencia alcalina en las tres charolas, siendo mayor el aumento en la charola sin *L. minor*.

La temperatura promedio de las tres charolas de cultivo se mantuvo estable con disminuciones marginales al final del experimento a diferencia del aumento de temperatura que se observó en las charolas del experimento #1.

8. DISCUSIÓN

La presencia de *L. minor* durante el ciclo anual 2014-2015 se observó solo en p1 durante la temporada cálida (de junio a noviembre), siendo más notoria durante el mes de septiembre de 2014. Tres diferencias considerables entre p1 y p7 son la profundidad, las horas de exposición solar, que son mucho mayores en p7, y la presencia de algas cianofitas que solo aparece en p7 otorgándole una apariencia de color verde a verde-oscuro en el agua ya que poseen pigmentos fotosintéticos (Muciño-Márquez *et al.*, 2015). Las algas cianofitas además de poseer la capacidad de fijar nitrógeno atmosférico, presentan vesículas de gas que les ayudan a flotar en el agua, haciéndolas un grupo competitivamente exitoso en comparación con otros organismos similares o con otras algas. Cuando se produce una biomasa excesiva de algas cianofitas en el agua pueden formar filamentos o pequeñas colonias que son capaces de producir toxinas y provocar olores desagradables. Por lo tanto, aun cuando las temperaturas y el pH se mantienen muy similares en ambas pozas durante la temporada en que aparece *L. minor* (compárese Figs. 6 y 12), al parecer, estas tres diferencias tienen relación con el hecho de que en p7 *L. minor* no prolifere. Lo que indicaría que *L. minor* prefiere cuerpos de agua someros, con mucha sombra y sin presencia de algas cianofitas. Esta planta prolifera mejor en condiciones cálidas y húmedas, características de los ambientes tropicales. De acuerdo con García (2012), *L. minor* se produce en agua dulce con lento movimiento, con pH entre 5-9 y temperaturas entre 6 y 33°C; dichas características son compatibles con las que se observan en las pozas del Cañón Nacapule.

Otro aspecto que explica por qué en p7 *L. minor* no prolifera es la presencia de algas cianofitas, debido a la competencia por los recursos del medio que se genera entre plantas acuáticas y algas. Arroyave (2004) menciona que *L. minor* es una planta flotante y de buen crecimiento, que puede cubrir rápidamente la superficie de los cuerpos de agua donde se encuentra e impedir el paso de la luz inhibiendo el crecimiento de otros organismos fotosintéticos. Existe un estudio sobre el efecto de dos especies de *Lemna* (*L. minor* y *L. minúscula*) en la eficiencia fotosintética del alga *Cladophora glomerata*, donde se encontró que la presencia de *Lemna spp.*, disminuyó la eficiencia fotosintética hasta un 42%, y el

oxígeno disuelto fue menor en los tratamientos con *Lemna* y *Cladophora* que cuando estaba *Cladophora* sola. Esto se explica por la reducción en la intensidad lumínica disponible para la actividad fotosintética del alga. Por esto, la cobertura de plantas flotantes como *L. minor* reduce las posibilidades de que se presente la proliferación de algas y los consecuentes procesos de eutroficación en los cuerpos de agua.

Las concentraciones de oxígeno disuelto (OD) resultaron ser menores en p1 en todo momento, encontrándose concentraciones inferiores a 2 mg/L, lo cual indica una deficiencia de OD. El OD es uno de los indicadores más importantes de la calidad del agua. De acuerdo con Williamson y Klamut (2002) típicamente la concentración de OD (necesaria para mantener formas de vida acuática) es de al menos 2 mg/L. El OD puede producirse por tres vías: (1) aireación desde la atmósfera; (2) producción de oxígeno fotosintético y (3) oxígeno entrante de tributarios o afluentes. Sus formas de agotamiento son cuatro: (1) oxidación de los desechos orgánicos; (2) oxidación de los desechos de nitrógeno; (3) demanda de oxígeno por sedimentos en el cuerpo de agua y (4) uso de oxígeno para la respiración de plantas acuáticas. En el caso de p7 su elevada concentración de OD es favorecida gracias a la fotosíntesis producida por las algas cianofitas que tienen la característica de aportar O₂ al medio acuoso (Oñate, 2010), y a una mayor incidencia de luz solar sobre este. La producción de oxígeno en p7 por las algas cianofitas fue muy evidente en el evento del 15 de enero de 2015. Gracias a la reacción fotosintética, el oxígeno se desprende en forma gaseosa y se difunde en el agua, si es producido por las algas (como en p7) y en menor proporción por las plantas acuáticas (como en p1).

Cuando se realiza la fotosíntesis disminuye el CO₂ libre y comienza a aparecer compuestos como el bicarbonato y carbonato. Durante la respiración se presenta el fenómeno contrario. Estos iones fomentan, en el primer caso, el cambio de pH del agua hacia el lado básico, y el segundo, hacia el ácido. La presencia de estos iones determina el concepto de alcalinidad (cantidad de bicarbonatos y carbonatos en el agua) (Roldán, 2003).

Las unidades promedio de pH reportadas durante los muestreos, nos indican que son cuerpos de agua ligeramente ácidos con tendencia a condiciones neutras; cabe mencionar que las unidades que presentaron los cuerpos se encuentran del rango tolerante para el

crecimiento de *L. minor*. En cuanto a la actividad biológica, las condiciones de pH que se presentaron no repercuten en el desarrollo de la misma, ya que tanto en p1 como en p7, la cantidad de individuos de diferentes especies es notoria a simple vista.

La temperatura mostró un patrón influenciado por la estación del año, aún sin embargo, fue mayor en p7 debido a la configuración espacial de las paredes del cañón.

La concentración de nitritos (N-NO₂) fue muy similar entre p1 y p7, a excepción de la primera quincena de febrero de 2015, donde aumentó drásticamente su concentración en p1. También en p1 se registró la concentración más alta de nitratos (N-NO₃) (1.26 mg/L). La tendencia que mostró p7 fue ascendente durante el transcurso de los muestreos. Como se sabe, el nitrógeno es uno de los más abundantes y también uno de los nutrientes más importantes (junto con el fósforo) para el crecimiento de algas y plantas acuáticas (Sánchez *et al.*, 2007). Las reacciones de los nitratos en el agua dulce pueden causar el agotamiento del oxígeno, provocando la muerte de los organismos que dependen de él. Debido a que en p1 no se observó presencia de algas pero sí de *L. minor*. Es posible que las bajas concentraciones de OD en p1 se deban a la oxidación de los desechos de nitrógeno.

En lo que respecta al amonio (N-NH₄), a partir de 2015 se tuvieron concentraciones con un margen de diferencia entre 0.02 y 0.09 mg/L entre ambas pozas. En este caso, p7 tuvo mayor concentración de amonio respecto a p1. Al tener presencia de la planta, la concentración de nitratos y amonio en p1 disminuyó y se obtuvieron concentraciones muy similares a las de p7. Lo anterior es un indicador de que *L. minor* al encontrarse en el cuerpo de agua, hace uso de estos compuestos para su proliferación.

La diferencia de concentración de fósforo (P-PO₄) fue más dinámica en p7 debido al aumento y disminución de la misma. El fósforo en p7 se encontró ausente en los meses de octubre y la primera quincena de noviembre en 2014, y febrero y marzo de 2015. La concentración de nutrientes en ambos cuerpos fue baja (>1.4 mg/L). De acuerdo con PNUMA (Programa de las Naciones Unidas para el Medio Ambiente, 2006), muchos humedales tropicales de agua dulce tienen un estado bajo de nutrientes. En estos ecosistemas, una alta biodiversidad no es un indicador de alta productividad, sino más bien de un reciclaje rápido y eficiente de los nutrientes. Lo antes mencionado nos ayuda

entender la relación de baja concentración de nutrientes y la alta biodiversidad que habita al interior de las pozas.

Roldán (2003) indica que en un medio acuático natural se espera encontrar la mayoría del nitrógeno como nitratos, en lugar de en la forma oxidada. La presencia de nitritos y de amonio, es un indicio de reciente contaminación orgánica o de que existen procesos reductivos predominantes. Basado en lo anterior, se puede decir que las concentraciones de nutrientes de p1 y p7 son ligeramente reductivas y la contaminación orgánica es baja, además del rápido reciclaje de estos nutrientes. Al momento de tener presencia de algas cianofitas la poza 7 mostró mayor concentración de nitritos y amonio, mientras que p1 mostró mayor concentración de fósforo. El nitrato se mantuvo en concentraciones muy bajas para ambas pozas.

La profundidad en ambas pozas tuvo una tendencia muy similar, teniendo un aumento en las últimas mediciones gracias al aporte de las lluvias. Esto indica que las variaciones del nivel del agua en las pozas responden a la ocurrencia de las lluvias o a su ausencia y de manera imperceptible la presencia de *L. minor* al reducir la evaporación.

En lo que respecta a los cultivos experimentales, en ambos casos se tuvo presencia de organismos, mismos que pudieron, hasta cierto punto influir en cuanto al consumo de oxígeno y plantas, y que fue imposible controlar a la hora de la separación del agua de la muestra y el contenido de *L. minor*.

En el cultivo experimental #1, la excesiva cantidad de materia orgánica producida en el fondo de las charolas modificó la alcalinidad del medio acuoso. La ligera diferencia entre el volumen final e inicial entre C1 y C2, puede ser explicada por la presencia de más individuos de *L. minor* en C2, ya que éstos al flotar sobre la superficie inhiben o reducen el grado de evaporación. El aumento de las condiciones de pH en ambas charolas de cultivo mostró una tendencia ascendente, esto se debió principalmente al aumento de la temperatura y la acumulación de materia orgánica. Ante esto, Raven *et al.* (1992) indican que conforme la temperatura aumenta, el pH tiende a aumentar; con el paso del tiempo, la materia orgánica también contribuye al aumento de pH. La temperatura en los cultivos C1 y

C2 tuvo un aumento de aproximadamente 3 °C, hecho que pudo estar influenciado por la temperatura de la estación.

El ciclo diario al inicio del cultivo experimental #2 al mostrar un OD mayor en C1 y C2 con respecto al cultivo control, sugiere que al tener presencia de la planta, existe un aporte de OD. Al finalizar el experimento, se mantuvieron estas condiciones, a excepción del lapso de las 16:00-22:00 horas, donde C1 disminuyó la concentración de OD aún por debajo de la concentración que mantenía el control; esto sugiere condiciones muy distintas en C1 y C2. La disminución de OD en C1 puede estar asociada a una mayor oxidación de desechos orgánicos, desechos de nitrógeno y a la demanda de oxígeno provocada por sedimentos en el cuerpo de agua, mientras que la producción de oxígeno en C2 durante el mismo periodo necesariamente fue fotosintético favorecido por una mayor abundancia de *L. minor* en relación con C1 cuya producción de OD se impuso a su abatimiento debido a los procesos de oxidación. La temperatura mostró poca variación entre las charolas al inicio, siendo C2 quien al finalizar el experimento mostrara ser inferior con respecto al cultivo control y C1. Lo anterior pudo deberse a la presencia de *L. minor* en la superficie, misma que impidió que la temperatura al interior de la charola se incrementara. La disminución del peso húmedo inicial de *L. minor* en C2, puede atribuirse a la dinámica propia del cultivo, ya que en algunos días se observó que el porcentaje de cobertura variaba de semana en semana, aumentando y disminuyendo, permitiendo así que la materia orgánica se depositara en el fondo.

De manera general se puede decir que de acuerdo a las observaciones realizadas respecto a la influencia de las características fisicoquímicas sobre la planta, el cambio de tonalidad del agua en las charolas y el aumento de la alcalinidad en el medio (a pesar de encontrarse dentro de los límites que tolera la planta), *L. minor* se ve afectada disminuyendo la cantidad de individuos y por ende aumentando la cantidad de materia orgánica precipitada.

El cultivo control sugiere que la concentración de OD es mayor cuando hay presencia de *L. minor*; por otro lado, puede sugerirse que cuando se tiene presencia de *L. minor*, se vuelve ligeramente alcalino el medio acuoso. El aumento de temperatura se ve influenciado por la

cantidad de individuos de *L. minor*, ya que a mayor cantidad de planta, se amortigua el ascenso de temperatura.

Finalmente, en cuanto al papel que juega *L. minor* para evitar la eutrofización del medio acuoso en p1, que constituye la hipótesis de este trabajo, debemos mencionar que la principal fuerza conductora para el proceso de eutrofización es la radiación solar entrante (Thomann y Mueller, 1987). Por lo tanto, la eutrofización de un cuerpo de agua determinado puede variar dependiendo de la posición geográfica de la superficie del agua, el grado de penetración de la radiación solar a diferentes profundidades, la magnitud y tipo de nutrientes entrantes y las particularidades del movimiento del agua a través del transporte del flujo y la dispersión. Los resultados de este trabajo indican que *L. minor* tiene propiedades que alteran las condiciones del medio, por ejemplo, el agua se vuelve más alcalina, la evaporación disminuye, y es productora de oxígeno fotosintético. Sin embargo, estas características por si solas no son suficientes para explicar porqué la poza p1, al ser somera y con poco recambio de agua, aún mantiene una biodiversidad abundante de insectos, larvas, anfibios y reptiles, muy posiblemente asociada a un reciclaje rápido y eficiente de nutrientes más que a la presencia en sí de la planta. Una diferencia notable de este cuerpo de agua es que se encuentra muy protegido de la radiación solar y por lo tanto el proceso de eutrofización disminuye estando ausente aún con concentraciones de OD inferiores a 2.0 mg/L. En el caso de p7, con mayor abundancia de radiación solar y, por lo tanto, más propenso a la eutrofización, le favorece su profundidad y el aporte de agua desde más arriba cuando las lluvias son abundantes. Por lo tanto, la ausencia de *L. minor* tampoco explica que en este caso tampoco se dé el proceso de eutrofización.

9. CONCLUSIONES

L. minor prolifera principalmente en la temporada cálida en cuerpos de agua de poca profundidad, pocas horas de exposición solar y sin presencia de algas, condiciones que se observan en p1. En el caso de p7 por recibir más radiación solar y ser un cuerpo de agua más profundo condiciona un ambiente más propicio para el crecimiento algal.

La concentración de OD en el agua fue menor en p1 condición muy posiblemente asociada a la oxidación de los desechos de nitrógeno cuya concentración fue mayor que en p7. En p7 la concentración de OD fue mayor que en p1 debido a la presencia de algas. El pH del agua indica que p1 y p7 son cuerpos de agua ligeramente ácidos con tendencia a condiciones neutras.

Las concentraciones de nutrientes de p1 y p7 difieren entre sí, son ligeramente reductivas y la contaminación orgánica es baja, además del rápido reciclaje de estos nutrientes.

La profundidad en ambas pozas indica que las variaciones del nivel del agua responden a la ocurrencia de las lluvias o a su ausencia y no a la presencia de *L. minor*.

L. minor posee propiedades que alteran las condiciones del medio, pero no son suficientes para explicar porqué en condiciones de aguas someras como sucede en p1, los organismos acuáticos proliferan, como larvas, insectos, anfibios y reptiles, por lo tanto, con los resultados de esta investigación no es posible afirmar que la hipótesis de investigación planteada sea verdadera.

10. LITERATURA CITADA

Arroyave, M. 2004. LA LENTEJA DE AGUA (*Lemna minor* L.): UNA PLANTA ACUÁTICA PROMISORIA. Revista EIA, ISSN 1794-1237. Número 1 p. 33-38. Escuela de Ingeniería de Antioquia, Medellín (Colombia).

Bendschneider, K., Robinson, R. 1952. A New Spectrophotometric Method for the Determination of Nitrite in Sea Water. Journal of Marine Research 11:87 – 96.

Blasco-Zumeta, J. 2013. Flora de la Ribera Baja del Ebro. Familia Lemnaceae. *Lemna minor*. Tomado de: <http://www.riberabaja.es/dotAsset/24201.pdf>

Bogan, M., Noriega-Felix, N., Vidal-Aguilar, S., Findley, L., Lytle, D., Gutiérrez-Ruacho, O., Alvarado-Castro, J., Varela-Romero, A. 2012. Biogeography and conservation of aquatic fauna in tropical canyons of the Southern Sonoran Desert, México. *Drought, Dispersal, and Community Dynamics in Arid-land Streams*. Cap. 5. Universidad del estado de Oregon.

CEC. 2008. El mosaico de América del Norte. Panorama de los problemas ambientales más relevantes. Commission for Environmental Cooperation. Informe de proyecto. Montreal, Canadá. 64 p.

Felger, R S. 1999. The flora of Cañon de Nacapule: a desert-bounded tropical canyon near Guaymas, Sonora, Mexico. Proceedings of the San Diego Society of Natural History. No 35, 42 p. ISSN: 1059-8707.

García, Z. 2012. Comparación y evaluación de tres plantas acuáticas para determinar la eficiencia de remoción de nutrientes en el tratamiento de aguas residuales domesticas. Tesis profesional. Universidad Nacional de Ingeniería. Lima, Perú. 282 p.

Gaxiola-Morales, M.G. 2012. Documentación de las características hidrológicas del Cañón Nacapule, San Carlos, Nuevo Guaymas. Tesis Profesional. Universidad de la Sierra-CIBNOR. 94 p.

Gutiérrez, K. 2000. Potencial de la planta acuática *Lemna gibba* en la alimentación en cerdos. Tesis profesional. Universidad de Colima. Colima, México. 70 p.

Moreno-Franco, D., Quintero-Manzano, J., López-Cuevas, A. 2010. Métodos para identificar, diagnosticar y evaluar el estado de eutrofia. *ContactoS*. 78, 25-33.

Muciño-Márquez, R.E., Figueroa-Torres, M. G., Aguirre-León, A. 2015. CIANOFITAS DE LOS SISTEMAS FLUVIO-LAGUNARES POM-ATASTA Y PALIZADA DEL ESTE, ADYACENTES A LA LAGUNA TÉRMINOS, CAMPECHE, MÉXICO. *Polibotánica*, núm 39. Distrito Federal, México. pp. 49-78.

Mullin, J. B., Riley, J.P. 1955. The colorimetric determination of silicate with special reference to sea and natural Water. *Anal. Chim. Acta* 12: 162-176.

NMX-AA-029-SCFI-2001. ANÁLISIS DE AGUAS. DETERMINACIÓN DE FÓSFORO TOTAL EN AGUAS NATURALES, RESIDUALES Y RESIDUALES TRATADAS. MÉTODO DE PRUEBA (CANCELA A LA NMX-AA-029-1981).

NMX-AA-079-SCFI-2001. ANÁLISIS DE AGUAS. DETERMINACIÓN DE NITRATOS EN AGUAS NATURALES, POTABLES, RESIDUALES Y RESIDUALES TRATADAS. MÉTODO DE PRUEBA (CANCELA A LA NMX-AA-079-1986).

NMX-AA-099-1987. PROTECCIÓN AL AMBIENTE. CALIDAD DEL AGUA. DETERMINACIÓN DE NITRÓGENO DE NITRITOS EN EL AGUA.

Olivos, O. 2010. Diseño de plantas de tratamiento de aguas y desagües. Eutroficación. Universidad Alas Peruanas. Facultad de Ingeniería Ambiental. Lima, Perú. pp 4-8.

Oñate, L. 2010. Biología I. Con enfoque en competencias CENGAGE Learning Editorial. pp. 212.

PNUMA. 2006. Ecosistemas costeros y de agua dulce. WWDR2: El agua, una responsabilidad compartida. United Nations Educational, Scientific and Cultural Organization (UNESCO). 584 p.

Ramírez, A. 2004. La Lenteja de Agua –*Lemna* en el Lago de Maracaibo. PlaniGestion. C.A. 18 p.

Ramírez, C., San Martín, C. 2008a. Ecosistemas dulceacuícolas. Capítulo II. Biodiversidad de Chile, Patrimonio y Desafíos. Editorial Ocho Libros. Gobierno de Chile. Chile. pp. 106-110.

Ramírez, C., San Martín, C. 2008b. Flora acuática. Capítulo II. Biodiversidad de Chile, Patrimonio y Desafíos. Editorial Ocho Libros. Gobierno de Chile. Chile. pp 358.

Raven, D., Evert, R., Eichhorns, S. 1992. Biología de las Plantas. Volumen 2. Editorial Reverté. España. pp 537.

Roldán, G. 2003. Bioindicación de la Calidad el agua en Colombia. Uso del método BMWP/Col. Editorial Universidad de Antioquia. pp 3-11.

Sánchez, O., Herzig, M., Peters, E., Márquez, R., Zambrano, L. 2007. Perspectivas sobre conservación de ecosistemas acuáticos en México. Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. Instituto Nacional de Ecología. pp 127-128.

Strickland, J.D.H., Parsons, T.R. 1972. A Practical Handbook of Seawater Analysis. Fish. Res. Board of Canada. Segunda Edición. Ottawa.

Thomann R.V. y J.A. Mueller, 1987. Principles of Surface water quality modeling and control. Harper Collins Publisher, New York, NY, 644 pp., ISBN: 0-06-046677-4.

USEPA, 1976. Quality criteria for water. Washington, D.C., 256 pp.

Williamson, R., Klamut, J. 2002. Surface Water Quality. California Department of Health Services. pp 3-6. Disponible en línea: <http://groundwater.ucdavis.edu/files/136256.pdf>