



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

POSGRADO EN CIENCIAS DEL MAR Y LIMNOLOGÍA

Efecto en el balance energético de *Girardinichthys viviparus* (Bustamante, 1837), de la toxicidad del amonio y nitrito presente en los lagos de Chapultepec, Ciudad de México, México

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE:

MAESTRO EN CIENCIAS

(Limnología)

PRESENTA:

Oscar de Lázaro López

Director de Tesis:

Dr. Alfonso Lugo Vázquez

(Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM)

Jurado de Examen de Grado:

Dra. Ruth Cecilia Vanegas Pérez

(Facultad de Ciencias, UNAM)

Dra. Mónica Hernández Rodríguez

(Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California)

Dra. Gabriela Rodríguez Fuentes

(Facultad de Química, Unidad de Química en Sisal, Yucatán)

Dr. Javier Carmona Jiménez

(Facultad de Ciencias, UNAM)

Ciudad de México, Mayo, 2018.



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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



Efecto en el balance energético de *Girardinichthys viviparus* (Bustamante, 1837), de la toxicidad del amonio y nitrito presente en los lagos de Chapultepec, Ciudad de México, México

TESIS

QUE PARA OBTENER EL GRADO ACADÉMICO DE:

MAESTRO(A) EN CIENCIAS

(Limnología)

PRESENTA:

Oscar de Lázaro López

TUTOR PRINCIPALES:

Dr. Alfonso Lugo Vázquez

(Facultad de Estudios Superiores Iztacala, UNAM)

COMITÉ TUTOR:

Dra. Ruth Cecilia Vanegas Pérez

(Facultad de Ciencias, UNAM)

Dra. Mónica Hernández Rodríguez

(Centro de Investigación Científica y de Educación Superior de Ensenada, Baja California)

Dra. Gabriela Rodríguez Fuentes

(Facultad de Química, Unidad de Química en Sisal, Yucatán)

Dr. Javier Carmona Jiménez

(Facultad de Ciencias, UNAM)

MÉXICO, CD. MX., MAYO, 2018

AGRADECIMIENTOS

Al Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología por brindarme la oportunidad de realizar mis estudios de Posgrado, así como el apoyo que me brindó para poder formalizar mis actividades académicas y fortalecer mi desarrollo académico.

Al CONACyT por haberme hecho acreedor de una beca para llevar en buenos términos mis estudios, por financiar el proyecto de investigación (FOMIX CONACyT-DF-189194) y la estancia de investigación que realicé en la Universidad Austral de Chile.

ÍNDICE	
Resumen.....	1
Abstrac.....	2
1. Introducción	3
1.1 Estado actual de los peces Goodeidos en México.....	3
1.2 Un caso de estudio: Los lagos de Chapultepec.....	4
2. Antecedentes	5
2.1 Los lagos de Chapultepec en el paso del tiempo	5
2.2 <i>Girardinichthys viviparus</i> como una especie de estudio	7
2.3. Toxicidad por Amonio y Nitritos	10
2.4. Bioenergética: Estudios en peces.....	17
3. Justificación.....	23
4. Preguntas de investigación	23
5. Objetivos	24
5.1. Objetivo General	24
5.2. Objetivos particulares	24
6. Hipótesis.....	25
7. Materiales y Métodos	25
7.1. Área de estudio	25
CAPÍTULO 1	27
Caracterización fisicoquímica y biológica de los Lagos de Chapultepec.....	27
CAPÍTULO 2	47
Evaluación del balance de energía del <i>G. viviparus</i>	47
9. Discusión general.....	85
10. Conclusiones	103
11. Literatura citada.....	104
ANEXO I	119
ANEXO II	120
ANEXO III	124
ANEXO IV.....	134

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. <i>Girardinichthys viviparus</i> (Bustamante, 1837). Dimorfismo sexual de la especie.....	10
Figura 2. Mecanismo de intoxicación de los peces dulceacuícolas por la exposición al N-AT. A) Difusión del NH_3 y NH_4^+ a través de la branquia. B) Acumulación del NH_3 en el medio interno de los peces y su ionización en NH_4^+ . Flechas rojas de dirección indican el transporte de NH_3 a diferentes zonas del cuerpo del pez. C, D y E) Acción y alteración del NH_3 en el SNC. C) Difusión del NH_3 a través de la barrera hematoencefalica (BHE). D) Alteración metabólica del Glutamato, liberación excesiva y decaimiento del ATP cerebral. E) Sobreactivación de los receptores NMDA, acumulación de sodio y calcio que al corto plazo producen la muerte cerebral de los organismos al promover la modificación gradual de las neuronas de los peces. F) Difusión del NH_3 a través de ENaC. G) Difusión del NH_4^+ a través de la Na^+/K^+ -ATPasa.....	13
Figura 3. Mecanismo de intoxicación de los peces dulceacuícolas por la exposición al NO_2^{-1} . A) Transporte del NO_2^{-1} a través de la branquia por el mecanismo de intercambio $[\text{Cl}^-/\text{HCO}_3^-]$. B) Eritrocito con una molécula de Hb; cuatro oxígenos unidos a los átomos de hierro del grupo hemo. C) Transporte del NO_2^{-1} al medio intracelular del eritrocito por la vía AE1. D) Oxidación de la Hb (Fe^{2+}) a metHb (Fe^{3+}) por el agente reductor (NO_2^{-1}). E) metHb y su incapacidad de unir y transportar oxígeno. F) Acumulación de metHb en la sangre de los peces. G) Condición metahemoglobinemia por la acumulación de la met-Hb en la sangre, branquia, hígado, cerebro y músculo.	16
Figura 4. Imagen satelital de la localización de los lagos de Chapultepec y de las estaciones de muestreo. Ubicados en el Bosque de Chapultepec en la Ciudad de México.	26
Figura 5. Imagen de las estaciones de muestreo de los Lagos de Chapultepec. ..	29
Figura 6. Diagrama ombrotérmico del Bosque de Chapultepec. Precipitaciones y temperaturas medias mensuales en el Bosque de Chapultepec, Ciudad de México. Datos obtenidos del SMN.	34
Figura 7. Variación de la temperatura del agua a nivel espacial y temporal en los lagos de Chapultepec.....	35
Figura 8. Análisis de agrupamiento con los parámetros fisicoquímicos medidos en los lagos de Chapultepec.....	40

Figura 9 Gráfico de escalamiento multidimensional por estaciones y épocas de muestreo con las variables fisicoquímicas y biológicas medidos en los L. de Chapultepec.	42
Figura 10. Proporciones de las fracciones de amonio ionizado (NH_4^+) y desionizado (NH_3) en las estaciones de muestreo de los lagos Chapultepec en el tiempo de estudio. A) LV1, B) LV2, C) LV3, D) LM4, E) LM5 y F) Lm6.....	43
Figura 11. Estado trófico de los lagos de Chapultepec, a través del Índice de Carlson (1977). A) LV1, B) LV2, C) LV3, D) LM4, E) LM5 y F) Lm6.	45
Figura 12. Identificación y categorización geoespacial de las concentraciones de N-AT, N-NO_2^{-1} y clorofila a, así como los niveles de pH, en las estaciones de muestreo de los lagos de Chapultepec.....	46
Figura 13. Ejemplar de un bloque con las unidades experimentales (u.e) que se utilizaron para la evaluación del balance de energía.	53
Figura 14. Valores de la energía obtenida a partir del alimento de los mexclapiques con su respectiva media en cada tratamiento ensayado con N-AT (A y B) y N-NO_2^{-1} (C y D). A 17°C (A y C) y 23 °C (B y D).....	62
Figura 15. Valores de la pérdida de energía de los mexclapiques por la producción de heces con su respectiva media en cada tratamiento ensayado con N-AT (A y B) y N-NO_2^{-1} (C y D). A 17°C (A y C) y 23 °C (B y D).	64
Figura 16. Valores de la energía utilizada por los mexclapiques en el metabolismo aerobio con su respectiva media en cada tratamiento experimental con N-AT (A y B) y N-NO_2^{-1} (C y D). A 17°C (A y C) y 23 °C (B y D).	66
Figura 17. Valores de la energía pérdida por la excreción nitrogenada de los mexclapiques de cada tratamiento experimental con N-AT (A y B) y N-NO_2^{-1} (C y D). A 17°C (A y C) y 23 °C (B y D).	68
Figura 18. Valores y media de la energía retenida en el crecimiento de los mexclapiques de cada tratamiento experimental con N-AT (A y B) y N-NO_2^{-1} (C y D) y a 17°C (A y C) y 23 °C (B y D).	70
Figura 19. Relación O: N determinada en los mexclapiques de los diferentes tratamientos. A) a 17°C y B) a 23 °C.	72
Figura 20. Diagrama de barras con los valores obtenidos en la energía de cada variable del balance energético de los mexclapiques controles y experimentales con N-AT a 17 y 23°C. F, heces; U, excreción amoniacal; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento.	75

Figura 21. A) Grafica del análisis de coordenada principales con las variables de la ecuación general del balance de energía evaluadas en los *G. viviparus* controles y experimentales con N-AT. B) Gráfico de estrellas con los valores centroides de los valores normalizados de las variables de la ecuación general del balance de energía evaluadas en los *G. viviparus* controles y experimentales con N-AT. F, heces; U, excreción amoniaca; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento..... 76

Figura 22. Diagrama de barras con los valores obtenidos en la energía de cada variable del balance energético de los mexclapiques controles y experimentales con N-NO₂⁻¹ a 17 y 23°C. F, heces; U, excreción amoniaca; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento. 79

Figura 23. A) Grafica del análisis de coordenada principales con las variables de la ecuación general del balance de energía evaluadas en los *G. viviparus* controles y experimentales con N-NO₂⁻¹. B) Gráfico de estrellas con los valores centroides de los valores normalizados de las variables de la ecuación general del balance de energía evaluadas en los *G. viviparus* controles y experimentales con N-NO₂⁻¹. F, heces; U, excreción amoniaca; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento..... 80

Figura 24. Diagrama de barras con la distribución energética porcentual del alimento consumido a las diferentes respuestas que componen el balance energético de los mexclapiques controles y experimentales de N-AT a 17 y 23 °C. F, heces; U, excreción amoniaca; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento. 82

Figura 25. Respuesta Integrada del balance de energía de los mexclapiques controles y expuestos a los tratamientos con N-AT a 17 °C (A) y 23 °C (B). F, heces; U, excreción amoniaca; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento..... 83

Figura 26. Diagrama de barras con la distribución energética porcentual del alimento consumido a las diferentes respuestas que componen el balance energético de los mexclapiques controles y experimentales de N-NO₂⁻¹ a 17 y 23 °C. F, heces; U, excreción amoniaca; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento. 84

Figura 27. Respuesta Integrada del balance de energía de los mexclapiques controles y expuestos a los tratamientos con N-NO₂⁻¹ a 17 °C (A) y 23 °C (B). F, heces; U, excreción amoniaca; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento..... 85

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Resultados de las variables físico, químicas y biológicas del agua de los lagos de Chapultepec presentados por estación de muestreo.	38
Tabla 2. Tratamientos establecidos con N-AT para la evaluación del balance de energía de los mexclapiques. Concentraciones nominales de N-AT. Valores promedio reales y desviaciones estándar observados durante el experimento.	50
Tabla 3. Tratamientos establecidos con N-NO ₂ ⁻¹ para la evaluación del balance de energía de los mexclapiques. Concentraciones nominales de N-NO ₂ ⁻¹ . Valores promedio reales y desviaciones estándar observados durante el experimento.	51
Tabla 4. Registro de las variables establecidas en los tratamientos con N-AT ($\bar{X} \pm D.E$). 60	
Tabla 5. Registro de las variables establecidas en los tratamientos con N-NO ₂ ⁻¹ ($\bar{X} \pm D.E$).	60
Tabla 6. Cuadro resumen con el resultado del PERMANOVA. Modelo aplicado a las variables de respuesta medidas en los mexclapiques expuestos a los diferentes tratamientos con N-AT.....	73
Tabla 7. Cuadro resumen con el resultado del PERMANOVA que se aplicó a las variables del balance energético que se midieron en los mexclapiques controles y experimentales con N-NO ₂ ⁻¹	77

Resumen

Los tres lagos de Chapultepec (Viejo, Mayor y Menor), ubicados al oeste-sureste de la Ciudad de México, se han caracterizado por ser cuerpos de agua someros artificiales con problemas de eutrofización, pH básico y concentraciones elevadas de nitrógeno inorgánico disuelto. A pesar de esta situación, su importancia dentro de la Ciudad de México es notoria; tienen un valor histórico, recreativo y albergan especies acuáticas endémicas de la región central del país, como el *Girardinichthys viviparus* (Bustamante, 1837). Esta especie comúnmente es conocido como "mexclapique" y actualmente se encuentra en la categoría de "en peligro de extinción" de acuerdo con los listados de la SEMARNAT (NOM-ECOL-059-2010). Ante ello, el objetivo de esta investigación fue evaluar los efectos de las concentraciones de N-AT y N-NO₂⁻¹ junto con la variación térmica que se presentan en los lagos de Chapultepec, en los elementos que constituyen el balance energético del mexclapique. Mediante una caracterización ambiental con la medición de parámetros fisicoquímicos y biológicos del agua de un ciclo anual (abril 2015 – marzo 2016), los tres lagos se describieron como hipertróficos, con bajos niveles de transparencia (disco Secchi), valores de pH básicos, sobresaturados de oxígeno, con bajo contenido iónico (conductividad) y elevadas concentraciones de nutrientes (N y P) y clorofila-a. Con esta información, se plantearon dos escenarios térmicos que representaron la variación temporal de la temperatura del agua (17 y 23 °C) y en cada una, dos series experimentales de los compuestos nitrogenados que consideraron las concentraciones medias espaciales (medias de dispersión) registradas en los lagos del N-AT y N-NO₂⁻¹ (N-AT = 0, 0.2, 0.5 y 1 mg/l; N-NO₂ = 0, 0.250 y 0.450 mg/l). Los resultados del experimento mostraron que la exposición a los compuestos nitrogenados evaluados ejerció efecto tóxico y afectaron cada elemento medido del balance energético de los peces. Con el incremento de temperatura la inversión energética fue mayor en la respuesta de los peces expuestos al N-AT, mientras que en los de N-NO₂⁻¹ no se modificó significativamente. En general, los *G. viviparus* presentaron un menor consumo de energía a través de la ingesta del alimento, requirieron cantidades mayores de energía para el metabolismo aerobio, canalizaron una menor porción de la energía ingerida en el alimento para el crecimiento y perdieron una mayor energía en la excreción amoniacal y producción fecal. Los peces fueron tolerantes a estas condiciones particulares con la modificación de su desempeño energético, al no presentar una mortalidad durante los experimentos. La concentración de los compuestos nitrogenados y el tiempo de exposición fueron moduladores del grado en que afectó la intoxicación en el balance energético del *Girardinichthys viviparus*.

Abstrac

The three lakes of Chapultepec (Viejo, Mayor and Menor), located into the main recreational park of Mexico City, are artificial shallow lakes with problems of eutrophication, elevated pH values and high concentrations of dissolved inorganic nitrogen. In spite of this condition, its importance within Mexico City is notorious: they have a historical, recreational and ecological value and they host aquatic species endemic to the central region of the country, such as the small fish *Girardinichthys viviparus* (Bustamante, 1837) This species commonly known as "mexclapique". The species is currently in the category of endangered. Therefore, the objective of this research was to determine the effect of the TAN and N-NO_2^- concentration, together with the thermal variation that occur in the Chapultepec lakes on the elements that constitute the energy balance of the Mexclapique. Through an environmental characterization with the measurement of physicochemical and biological water parameters of an annual cycle (2015, April – 2016, March), the three lakes were described as hypertrophic, with low levels of transparency (Secchi disk), basic pH values, oversaturated of oxygen, with low ionic content (Conductivity) and high concentrations of nutrients (N and P) and chlorophyll-a; With this information, the thermal scenarios representing the temporal variation of the water temperature (17 and 23 ° C) and spatial TAN and N-NO_2^- concentrations (N-TA = 0, 0.2, 0.5 and 1 mg/l; N-NO_2^- = 0, 0.250 and 0.450 mg/l). Results of the experiment showed that the exposure to the nitrogenous compounds evaluated exerted the toxic affected each element that constituted the physiological performance of the fish. With the increase of temperature, the energy was higher on the response of the fishes exposed to TAN, while in those of N-NO_2^- the effect of the toxic didn't change of the answer. In general, the *G. viviparus* presented lower energy consumption from the food, required greater amounts of energy for aerobic metabolism, invested less or no energy for growth and lost a greater energy in the ammoniacal excretion and fecal production. The fish were tolerant to these particular conditions with the modification of their energy performance in the balance, not having a mortality during the experiments. The concentration of the nitrogen compounds and the exposure time were modulators of the degree to which it affected the intoxication in the energy balance of the *G. viviparus*.

1. Introducción

1.1 Estado actual de los peces Goodeidos en México

A nivel mundial se ha reportado que la extinción de peces dulceacuícolas va en aumento (Chandra y Gerhardt, 2008; Poff, 2014); escenario que es más grave en regiones donde predomina la fauna nativa y/o con niveles altos de endemismo (Pascual *et al.*, 2002). México no es inmune ante tal situación, es un país muy diverso, con altos niveles de endemismo de peces, de 506 especies distribuidas al interior, 271 son endémicas (Paulo y Trujillo, 2000; CONABIO, 2006). Además, las condiciones de los ambientes acuáticos no son las más favorables para estas especies ya que las diversas actividades antropogénicas los deterioran y fragmentan. Por lo tanto, es un hecho que el país se catalogaría como una región con vulnerabilidad o de mayor riesgo a la extinción de la fauna ictica (De la Vega, 2003; Montes y Salas, 2007).

De toda la ictiofauna descrita en el país, sobresalen las especies que pertenecen a la familia Goodeidae, porque aportan una gran cantidad de especies endémicas; su historia evolutiva es trascendental en el continente y el fuerte dimorfismo sexual y el cortejo prenupcial han originado adaptaciones morfológicas, anatómicas y fisiológicas cuyo estudio es de interés en el campo científico (Navarrete *et al.*, 2004; Vega *et al.*, 2007). Los Goodeidos de México están conformados por 36 especies nativas, de las cuales, 13 se catalogan en alguno de los niveles de riesgo por la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza (UICN) y por el Centro Mundial de Vigilancia para la Conservación (WCMC, por sus siglas en inglés) (UICN, 2003; Vega *et al.*, 2008; Sedeño y López, 2009).

Una especie a resaltar es *Girardinichthys viviparus* (Bustamante, 1837), que comúnmente es conocida como el "Mexclapique" o "Mexcalpique". Su distribución geográfica original constaba de 7,868 km² en la antigua zona lacustre de la Cuenca de México, aunque actualmente se restringe a una superficie de 3.04 km² tan solo en la Ciudad de México, principalmente contaminada (Vega *et al.*, 2006). El conocimiento de este pez se ha centrado en su biología general, aspectos taxonómicos, etológicos y en sus hábitos de alimentación (Castillo, 2011; Montesino, 2013; Olivares *et al.*, 2015). Pocos han sido los esfuerzos científicos por comprender su importancia ecológica de este pez, porque que no se logró mantener su relevancia económica (consumo alimenticio) y se ignoró su valor social (especie emblemática de la antigua cultura mexicana) (Sarukhán, 2009).

1.2 Un caso de estudio: Los lagos de Chapultepec

Ante la condición de riesgo del mexclapique, se han realizado esfuerzo de mantener a la especie, en cuerpos de agua artificiales. Un ejemplo de ello, son los lagos de Chapultepec. Estos cuerpos acuáticos artificiales presentan problemas de eutrofización, un pH básico y concentraciones elevadas de amonio y nitritos (Alcocer *et al.*, 1988; Olivares *et al.*, 2015). A pesar de esta situación, su importancia dentro de la Ciudad de México es notoria, tienen un valor histórico, recreativo y además albergan especies acuáticas originarias del antiguo complejo lacustre de la Cuenca de México, que actualmente son endémicas de la región central del país; estas especies son: *Girardinichthys viviparus* (Bustamante, 1837) (mexclapique), *Chirostoma jordani* (Woolman, 1894) (charal), *Ambystoma mexicanum* (Shaw y Nodder, 1798) (ajolote), *Cambarellus montezumae* (Saussure, 1857) (acocil) y la *Rana montezumae* (Baird, 1854) (rana) (Alcocer y Escobar, 1992; Ceballos *et al.*, 2005). A pesar de la trascendencia de estos lagos, se ha detectado en ellos un deterioro progresivo producto del inadecuado manejo de los cuerpos de agua, que evidentemente afecta la calidad del agua y a la fauna introducida que aún albergan. Existen ciertas incertidumbres, acerca de cuál es el manejo adecuado que se debe aplicar en cada uno de estos lagos, y de cómo las condiciones actuales de estos cuerpos de agua afectan y afectarán a las especies, y, sobre todo, como es que estas aún se mantienen en estas condiciones desfavorables y por cuánto tiempo más lograrán permanecer (Ceballos *et al.*, 2005; Olivares *et al.*, 2015).

Con referencia a lo anterior y con el objetivo de responder a tal incertidumbre, se ha propuesto como primer acercamiento, evaluar la calidad del agua de los lagos de Chapultepec a partir de dos principales acciones: primero, implementar un monitoreo con la medición de parámetros fisicoquímicos y biológicos, con el propósito de caracterizar y delimitar la condición del agua que puede impedir la preservación de la flora y fauna que albergan. Al mismo tiempo, y como segunda acción se propone aplicar métodos de seguimiento biológico, por medio de una evaluación directa de la toxicidad de los contaminantes que se presentan en el ambiente acuático para determinar los daños fisiológicos, conductuales y de sobrevivencia. Para ello, se sugieren estudios ecofisiológicos a través de la implementación de bioensayos (Orozco *et al.*, 2005; Samboni *et al.*, 2007).

Por definición, la Ecofisiología es una ciencia que se encarga de estudiar la interrelación entre los organismos y el ambiente que los rodea. Busca explicar a qué se le

atribuyen los diferentes tipos de respuestas de los organismos, desde los niveles inferiores de organización biológica (moléculas, células, tejidos, órganos y sistemas en su integración) y proyectarlas a los niveles de mayor jerarquía (población, comunidad y ecosistema) (Ferrero, 1985; De Kruijt; 1991). De manera particular, en los estudios con enfoque bioenergético, se determina e interpreta cómo es el flujo de energía a través de los animales, para comprender qué factores (bióticos y abióticos) influyen en ellos para adaptarse a un hábitat particular y distribuirse en el ambiente. O, bien, como es que responden a los cambios ambientales temporales o transitorios (Fry, 1971; Vernberg y Vernberg, 1981; Hoffmann, 1997).

Es un hecho que las especies continuamente realizan ajustes a nivel bioquímico, neuroendocrino y de comportamiento para lograr una plasticidad fisiológica. Sin embargo, si las condiciones sobrepasan los límites de tolerancia de las especies, estas ya no pueden responder a esos cambios, por lo que no cualquier condición es la adecuada para los organismos. Por lo tanto, este rubro es una vía para estimar cuales son los efectos de los estresores ambientales, incluidos los contaminantes en organismos como los peces y cuáles son las respuestas relevantes para la adquisición y uso de los recursos energéticos (Phillipson, 1975; Koeman, 1991; Pigliucci, 1996; Chrousos, 2009).

El presente estudio, hace énfasis en evaluar los posibles efectos de las concentraciones de amonio y nitrito que se presentan en el agua de los lagos de Chapultepec sobre el flujo de energía del pez dulceacuícola conocido como mexclapique (*G. viviparus*). Con dicha evaluación, se pretende obtener los intervalos de las concentraciones de estos nutrientes, que influyen de manera negativa en el balance de su presupuesto energético y que podrían repercutir en el manejo adecuado de esta especie en este hábitat particular.

2. Antecedentes

2.1 Los lagos de Chapultepec en el paso del tiempo

El Lago Viejo de Chapultepec fue excavado a principios del Siglo XX durante el mandato del presidente Porfirio Díaz, como parte de los trabajos de remodelación del bosque de Chapultepec. Originalmente, el lago era alimentado con agua de manantiales que circundaban la localidad, pero, a medida que la ciudad crecía, la demanda del recurso hídrico se hacía mayor para el sector urbano, por lo que el aporte fue sustituido por escurrimientos de agua local y con descargas provenientes del río Hondo (agua con un alto

contenido de desechos orgánicos). A raíz de ello, para el año de 1935 la contaminación del lago ya era notoria (Anónimo, 1935-36).

En 1956 se construyó la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales de Chapultepec (PTARC), cuyo efluente se utilizó para llenar el lago. En la década de los setenta, se inauguró la segunda sección del Bosque de Chapultepec junto con la construcción de los lagos Mayor y Menor (SEDEMA, 2015).

En 1985 se realizó una caracterización hidrobiológica de los lagos de Chapultepec. Se trata de cuerpos de agua de dimensiones reducidas, con características físicas, químicas y biológicas de una condición hipertrófica, atribuida a las concentraciones elevadas de fósforo total, nitrógeno total y clorofila a, producto de un elevado aporte de materia orgánica. No se reportó una variación de tipo temporal dentro de los sistemas, por el dominio de las características hipertróficas, y la calidad del agua no era adecuada para el uso recreativo. Además, se encontró que la comunidad de macroinvertebrados bentónicos se conformó por especies indicadoras de contaminación (oligoquetos tubificidos e insectos dípteros) y con una alta plasticidad a las condiciones de hipertrofia (Alcocer, 1988; Guzmán, 1989).

A mediados de la década de los ochenta, como medida de restauración, se realizó un proceso de dragado en el lago Viejo de Chapultepec; para evaluar su efectividad, se midió la concentración de nutrientes (fósforo y nitrógeno) y de clorofila a. Posteriormente al dragado, se obtuvieron concentraciones altas de nitratos, ortofosfatos, fósforo total y clorofila, por lo que la extracción de sedimentos no fue lo más recomendable porque no se eliminó la fuente externa de donde proceden los nutrientes (Alcocer *et al.*, 1988).

Se han realizado estudios taxonómicos de ciliados planctónicos, cladóceros y de peces que, en conjunto con la medición de los parámetros fisicoquímicos del agua, han reafirmado las características de la calidad del agua de estos sistemas (Flores, 1991; Muro, 1994; González, 1995). Los lagos mostraron una pobre capacidad de amortiguamiento de la variación del pH, grandes cantidades de sólidos suspendidos y agua con características de dureza de blanda a moderadamente dura. Adicionalmente, describen que la temperatura del agua y el pH se elevaron 2°C y a niveles de basicidad (de 6.8 ± 0.2 a 8.9 ± 0.4) en 30 años (Muro, 1994; González, 1995). De la composición de organismos ciliados, se identificaron especies que son indicadoras de contaminación orgánica con una amplia plasticidad a las variaciones de temperatura, oxígeno disuelto, pH y detritos orgánicos. Con

el número total y la clase de ciliados registrados, el estado trófico de los cuerpos de agua también se catalogó como eutrófico (González, 1995); con la identificación de los cladóceros, los lagos se clasificaron como oligosaprobios y mesosaprobios, pero con las características fisicoquímicas, se determinaron como α -mesosaprobios y polisaprobios (Muro, 1994).

En junio del año 2006, en el lago Mayor de la segunda sección se formó una grieta en las losas interiores de la sección norte del cuerpo de agua, que provocó el vaciado total del agua. Las dimensiones fueron de 15 m de diámetro y de 13 m de profundidad. No se cuenta con un número exacto, pero se menciona que miles de peces murieron (SACM, 2006).

2.2 *Girardinichthys viviparus* como una especie de estudio

G. viviparus es un pez vivíparo, matrotófico con gestación intraluminal que habita en ambientes dulceacuícolas lenticos. Se distribuye por el altiplano mexicano, aunque es endémico de la cuenca de México, existen registros en: 1) Estado de México: cuenca alta del Pánuco, Río Tula, Lago de Chalco, Lago de Texcoco, Laguna de Zumpango y Tepexpan. 2) Ciudad de México: Canales de San Gregorio Atlapulco, Canales de Tláhuac, lago de Xochimilco y lagos de Chapultepec. 3) Hidalgo: lago Tecomulco y en las presas Endhó y Requena (Álvarez del Villar y Navarro, 1957; Soria *et al.*, 1996; Miranda *et al.*, 2008).

Con base en Nelson (1994) y Álvarez del Villar (1970), su clasificación taxonómica es la siguiente:

PHYLUM	Chordata
CLASE	Actinopterygii
SUBCLASE	Neopterygii
ORDEN	Cyprinodontiformes
SUBORDEN	Cyprinodontoidei
FAMILIA	Goodeidae
SUBFAMILIA	Goodeinae
GÉNERO	<i>Girardinichthys</i>
ESPECIE	<i>G. viviparus</i> (Bustamante, 1837).

La especie presenta un dimorfismo sexual; las hembras son de mayor tamaño y los machos maduros desarrollan una modificación en los primeros radios de la aleta anal a modo de órgano copulador; las aletas dorsal, anal y caudal poseen una coloración negra (Fig.1).

Las primeras descripciones de la especie, se encuentran en los relatos históricos del códice Florentino. Se menciona que los organismos eran de los más abundantes en las aguas cenagosas. Los identificaban como peces "barrigudillos" y comúnmente también los llamaban "Cutlapetotl". La especie se utilizaba como un remedio medicinal para los niños (Álvarez del Villar, 1957). La primera descripción científica de la especie data del año 1651, para el Lago de Texcoco; eran conocidos como "Yecapitzahuac" o "Iztacmichín" y los consumían los pobladores nativos (Herrera, 1890).

Los trabajos de investigación del mexclapique han descrito el crecimiento, reproducción, supervivencia, hábitos alimenticios y ontogenia en algunos cuerpos acuáticos que son remanentes de su antigua distribución geográfica. De estos sitios resaltan: el Caracol (tanque de evaporación) y el lago Nabor Carrillo (ex-lago de Texcoco), los canales de Xochimilco, el embalse la Goleta, el lago de Tecumulco, el humedal San Gregorio Atlapulco, los lagos urbanos de la Alameda Oriente y de Chapultepec (Salazar, 1981; Ojendis, 1985; De la luz, 1990; Flores, 1991; Terrón, 1994; Miranda et al., 2008; Castillo, 2011; Montesino, 2013).

En estos trabajos se puntualiza que las hembras son dominantes, tienen una mejor condición fisiológica (factor de condición de Fulton), son de mayor tamaño (♀ =47-56 mm; ♂ = 22-37 mm) y más longevas (♀ = 10 clases de edad; ♂ = 6 clases de edad) que los machos. El tipo de crecimiento también es discrepante, el de las hembras es de tipo alométrico positivo y de tipo negativo en los machos, la talla mínima para la reproducción es de 37 y 29 mm respectivamente (que alcanzan en un año aproximadamente); en los tópicos reproductivos, se enfatiza que la especie presenta amplios ciclos reproductivos a lo largo del año que se intensifican de marzo a octubre; las hembras presentan una correlación positiva entre su tamaño y el número de crías de la puesta. Los hábitos alimenticios de la especie dependen de la disponibilidad del alimento en el ambiente, por lo que es considerada una especie omnívora oportunista. Sus preferencias incluyen crustáceos planctónicos, insectos acuáticos y microalgas. En condiciones de laboratorio, estos organismos consumen con mayor preferencia la pulga de agua del género *Daphnia*

(Salazar, 1981; Ojendis, 1985; De la luz, 1990; Flores, 1991; Terrón, 1994; Miranda et al., 2008; Castillo, 2011; Montesino, 2013).

Estudios recientes de las poblaciones de este pez en los lagos de Chapultepec, describen que son más abundante en el lago Viejo (20 org. /m²), seguido del lago Menor (15 org. /m²) con un parasitismo frecuente y la menor abundancia se encontró en el lago Mayor (2 org. /m²), por la presencia de dos peces exóticos (tilapia y carpa) y a enfermedades crónicas asociadas al parasitismo (Navarrete *et al.*, 2004).

Ante la rápida urbanización y la contaminación acelerada de los cuerpos acuáticos en general, en el *G. viviparus* se han implementado evaluaciones descriptivas del efecto de varios tipos de contaminantes sobre un panel de biomarcadores moleculares que se relacionan con el eje hipotalámico-hipofisario-gonadal. Estos resultados, sugieren al mexclapique como un buen modelo para la evaluación de contaminantes. Se concluye que la población del pez, en los lagos de Chapultepec es vulnerable a varios tipos de contaminantes orgánicos e inorgánicos que afectan los procesos de reproducción. Los efectos son más drásticos en los machos, ya que específicamente los induce a un proceso de feminización (Olivares *et al.*, 2015; Dzul *et al.*, 2016).

La especie se catalogaba como amenazada y vulnerable a la extinción desde el año de 1994; se estima que de 1996 al 2006, la población del pez se redujo en un 80% y actualmente está en peligro de extinción (Castillo, 2011; Montesino, 2013). De continuar el deterioro o la modificación del hábitat en donde se distribuye la especie por los diversos factores antropogénicos, esta puede desaparecer en el mediano o corto plazo. Por ejemplo, con base en observaciones personales del Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuernavaca (CIBAC), en los canales de Xochimilco es una especie casi extinta, sin registro de colectas desde hace diez años (2007).

No todo el estado actual de la especie es negativo; recientemente se han detectado poblaciones en otras localidades (Lago de Tecumilco y humedales de San Gregorio Atlapulco), que también son remanentes de su antigua distribución. Por lo tanto, urgen estudios para determinar el estado actual de las poblaciones, con la importancia de conservar las localidades en donde aún se encuentra, para proteger a la especie (Miranda *et al.*, 2008; Latournerie *et al.*, 2016), como es el caso de los cuerpos de agua artificiales de los lagos de Chapultepec.

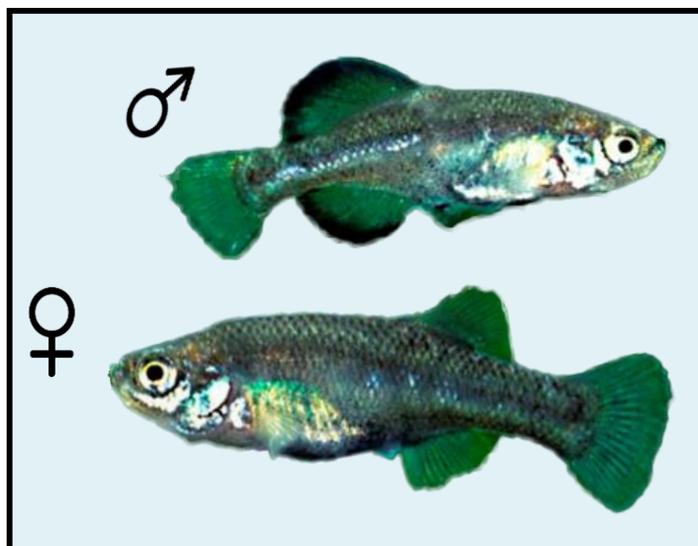
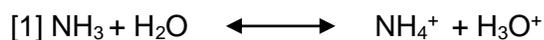


Figura 1. *Girardinichthys viviparus* (Bustamante, 1837). Dimorfismo sexual de la especie.

2.3. Toxicidad por Amonio y Nitritos

En los sistemas acuáticos, se presentan las siguientes formas iónicas reactivas del nitrógeno inorgánico: amonio (N-AT), nitrito (N-NO₂⁻¹) y nitrato (N-NO₃⁻¹). El N-AT predomina en concentración con dos especies químicas: el ion amonio en forma ionizada (NH₄⁺) en mayor concentración y el amoniaco desionizado (NH₃). La suma de ambas especies químicas en el medio se designa como el amonio total (N-AT). Las proporciones de amonio/amoniaco, se encuentran en equilibrio en el medio acuoso como se describe en la ecuación de reacción [1] (Russo, 1985; Camargo y Alonso, 2007). Esta disociación es regida principalmente por el pH, seguido de la temperatura y en menor medida por la composición iónica del agua (Whitfield, 1974; Bower y Bidwel, 1978; Thurstons y Meyn, 1984; Wetzel, 2001). El N-AT que se presenta en los ambientes acuáticos, es transformado por procesos de oxidación biológica a compuestos como el N-NO₂⁻¹ y el N-NO₃⁻¹ como productos de la nitrificación de las bacterias o bien, el N-AT y N-NO₂⁻¹ se pueden reintegrar al ambiente acuático por los procesos anaeróbicos de desnitrificación en el ciclo del nitrógeno a partir del N-NO₃⁻¹; usualmente, el N-NO₂⁻¹ no es predominante entre las otras formas nitrogenadas (< 1µM) (Lewis y Morris, 1986; Jensen, 2003).



Un suministro excesivo de productos nitrogenados con respecto a la capacidad de asimilación de los cuerpos acuáticos, causa su acumulación y produce un deterioro con características tóxicas en la calidad del agua. En general, los animales acuáticos están adaptados a la presencia de niveles bajos de nitrógeno inorgánico, sin embargo, concentraciones mayores a $0.3 \text{ mg N inorgánico} \cdot \text{l}^{-1}$ pueden ocasionar problemas ambientales y numerosas alteraciones bioquímicas y fisiológicas que comprometen la supervivencia, el crecimiento y reproducción de los organismos (Randall y Wright, 1987; Frías y Páez, 2001). Actualmente los lagos urbanos presentan excesos de compuestos nitrogenados que pueden afectar de manera adversa la biodiversidad que estos mantienen, como por ejemplo a la diversidad de peces (Camara *et al.*, 2000; Biswas *et al.*, 2006; Camargo y Alonso, 2007).

Los trabajos de investigación sobre la toxicidad de los compuestos nitrogenados se han centrado en algas, protozoos, crustáceos, moluscos, peces y anfibios. En los peces comenzó a cobrar relevancia cuando la acumulación de estos compuestos ya era un problema común en las prácticas de cultivo (Kormanik y Cameron, 1981; Chen y Chin, 1989).

La toxicidad del NAT, hace referencia al efecto de sus dos fracciones ($[\text{NH}_3] + [\text{NH}_4^+]$), aunque principalmente es atribuida a la fracción no ionizada o NH_3 (gas). No obstante, el NH_4^+ es también un elemento tóxico en el medio interno de los organismos acuáticos (Fromm y Guillette, 1968; Tabata, 1963; Emerson *et al.*, 1975). Con base en las características fisicoquímicas, el NH_3 , presenta una mayor solubilidad y difusibilidad en el agua ($89.9 \text{ g}/100 \text{ ml}$), en el plasma y en menor medida en los lípidos. Tiene un coeficiente de partición menor a 0.1. Sin embargo, algunos autores proponen que probablemente tiene características lipofílicas, porque difunde a través de la membrana celular de los organismos (Cameron y Heisler, 1983; Cooper y Ploom, 1987). Otra característica que permite al NH_3 ejercer su acción tóxica en los organismos, es la permeabilidad relativa ($p\text{NH}_3/p\text{NH}_4^+$) en las membranas celulares, el valor de este coeficiente es mayor para el NH_3 que para el NH_4^+ ($<10:1$ a $>1000:1$) (Evans *et al.*, 1989; Chew, 2005).

El grado de toxicidad de los peces al NAT, depende de la concentración, del tiempo que se exponen, de la sensibilidad de las especies y de las características fisicoquímicas del agua (pH, temperatura, concentración de oxígeno disuelto, Ca^{2+} y Na^+) (USEPA, 1989). Por ejemplo, se ha observado que los peces marinos son más susceptibles a la toxicidad. En 17 especies marinas, se reportó una concentración promedio de $1.86 \text{ mg A-NT l}^{-1}$ de

tolerancia, mientras que en 32 especies dulceacuícolas fue de 2.79 mg A-NT l⁻¹ (Environment Canada, 2001).

Los efectos nocivos en los peces, comienzan cuando el NH₃ difunde por la branquia y se acumula en el medio interno de los peces. Se transporta hacia diferentes zonas del cuerpo y se ioniza con facilidad en NH₄⁺ (Hilgier *et al.*, 1991; Bosman *et al.*, 1992; Schimidt *et al.*, 1993; Felipo *et al.*, 1994). El NH₃, actúa y altera principalmente el sistema nervioso central (SNC), causa desde hiperventilaciones, hiperexcitabilidad, coma, convulsiones y en el peor de los escenarios la muerte de los organismos. Produce modificaciones en el balance iónico y en la disponibilidad y/o formación de la energía metabólica (Hillaby y Randall, 1979; Chew y Randall 2001) (Fig.2).

En el momento que se acumula el NH₃ en el medio interno de los peces, este se difunde sobre la barrera hematoencefálica (BHE) (Copper y Plum, 1987) y produce alteraciones en el metabolismo del glutamato; las neuronas liberan el aminoácido de manera excesiva y disminuye la capacidad de recaptura que agota la producción de ATP en el cerebro (Bosman *et al.*, 1992; Rao *et al.*, 1982; Schimidt *et al.*, 1993; Felipo *et al.*, 1994). A la par, las neuronas se despolarizan porque el NH₄⁺ sustituye al K⁺ en el potencial de membrana, se produce una acumulación de este ion a nivel extracelular que sobreactiva a los receptores N-metil-D-aspartato (NMDA) y provoca incrementos en las concentraciones de Ca²⁺ y Na⁺ en el medio intracelular que activan enzimas dependientes de calcio que promueve una cascada de reacciones que modifican gradualmente la estructura de las neuronas y concluyen con la muerte cerebral (Marcaida *et al.*, 1992; Felipo *et al.*, 1994; Randall y Tsui, 2002).

Los ambientes con niveles excesivos de NAT perturban el balance iónico de los peces, se incrementa la permeabilidad a las fracciones ionizada y desionizada del NAT y se reduce la concentración iónica de la sangre al inhibir la absorción de Na⁺ y K⁺. Esta alteración es causada por: 1) El NH₄⁺ tiene una gran afinidad por diferentes proteínas transportadoras de membrana (bomba sodio- potasio [Na⁺, K⁺, ATPasa], cotransporte antiporter Na⁺/H⁺ [NHE] y canal de sodio Epitelial), que compite por sitios de transporte y sustituye a los iones H⁺ y K⁺; y 2) Al difundirse el NH₃ a través la branquia, este se hidroliza en el medio interno de los organismos y se disminuye la disponibilidad de los iones H⁺ y del transporte de sodio al no abrirse sus canales (Kinsella y Aronson, 1981; Knepper *et al.*, 1989; Wall, 1996; Randall *et al.*, 1999; Nakhoul *et al.*, 2001) (Fig.2).

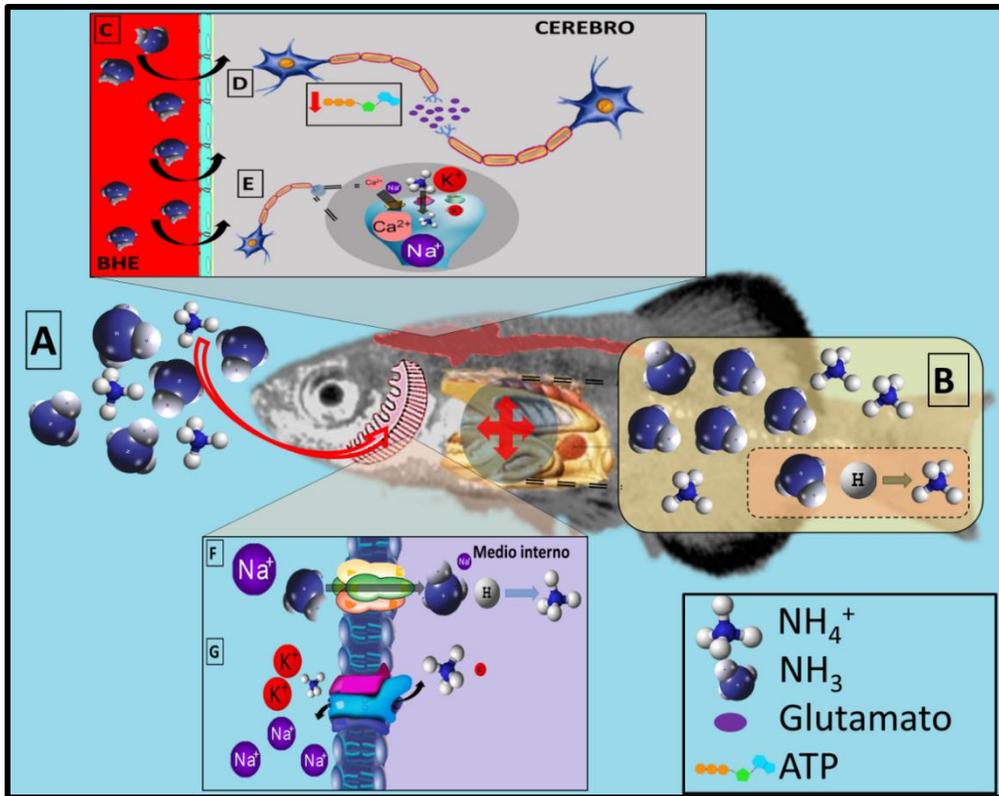


Figura 2. Mecanismo de intoxicación de los peces dulceacuícolas por la exposición al N-AT. A) Difusión del NH_3 y NH_4^+ a través de la branquia. B) Acumulación del NH_3 en el medio interno de los peces y su ionización en NH_4^+ . Flechas rojas de dirección indican el transporte de NH_3 a diferentes zonas del cuerpo del pez. C, D y E) Acción y alteración del NH_3 en el SNC. C) Difusión del NH_3 a través de la barrera hematoencefalica (BHE). D) Alteración metabólica del Glutamato, liberación excesiva y decaimiento del ATP cerebral. E) Sobreactivación de los receptores NMDA, acumulación de sodio y calcio que al corto plazo producen la muerte cerebral de los organismos al promover la modificación gradual de las neuronas de los peces. F) Difusión del NH_3 a través de ENaC. G) Difusión del NH_4^+ a través de la Na^+/K^+ -ATPasa.

Otros efectos que se han descrito en los peces, como producto del carácter reactivo del NH_3 y de la alteración iónica son: desarrollo de daños histopatológicos branquiales, que consisten en una hiperplasia con aumento en la producción de mucus y engrosamiento de las lamelas branquiales (Thurston *et al.*, 1981; Lang *et al.*, 1987). Estos deterioros morfológicos repercuten negativamente en el proceso de difusión de los gases; el nado comienza a ser deficiente por despolarizaciones en los músculos (Taylor, 2000); al requerirse una mayor cantidad de ATP en el balance iónico, se han observado daños mitocondriales en las células de la branquia, hígado y cerebro de los peces, por la

deficiencia del ciclo de Krebs, que es producto de la inhibición de algunas enzimas clave y de la baja capacidad oxidativa (Arillo *et al.*, 1981).

En general, los valores de la Concentración Letal 50 (CL₅₀) de peces dulceacuícolas oscilan de 1.39 a 2.36 mg NAT l⁻¹ y de 0.40 a 3.2 mg NAT l⁻¹ a las 24 y 96 horas de exposición respectivamente. Las alteraciones descritas anteriormente, repercuten significativamente en la tasa de alimentación, crecimiento y reproducción de los peces (Russo, 1984; Jobling, 1994; Taylor, 2000; Environment Canada, 2001).

Se ha observado que las exposiciones crónicas a concentraciones que fluctúan de 0.02 a 1 mg NAT l⁻¹ en peces como: truchas (*Oncorhynchus mykiss*, Walbaum, 1972), tilapias del nilo (*Oreochromis niloticus*, Linnaeus, 1758), carpas comunes (*Cyprinus carpio*, Linnaeus, 1758), carpas herbívoras (*Ctenopharyngodon idella*, Valenciennes, 1844), carpas plateadas (*Hypophthalmichthys molitrix*, Valenciennes, 1844), carpas cabezonas (*Aristichthys nobilis*, Richardson, 18459), peces gato (*Ictalurus punctatus*, Rafinesque, 1818) y lobinas (*Micropterus salmoides*, Lacépède, 1802) muestran disminuciones significativas en las tasas de alimentación y crecimiento, e incrementan su tasa de conversión alimenticia, comparado con organismos que se expusieron a concentraciones cercanas a 0 mg NAT l⁻¹ (Contreras, 1997; Frances *et al.*, 2000; Margreaves y Kucuk, 2000; Koltai *et al.*, 2002; Foss *et al.*, 2003; El-Shafai *et al.*, 2003; Diricx *et al.*, 2013;). En los aspectos reproductivos, los organismos disminuyen las tasas de fertilización y eclosión por un incremento en el número de huevos inviables (Zeinab *et al.*, 2016).

En los ambientes acuáticos enriquecidos y/o impactados con NO₂⁻¹ por la alteración de los procesos de nitrificación y desnitrificación, produce que este se transporte a través del cuerpo de los peces por el epitelio branquial y se acumule en grandes cantidades en el plasma corporal, al grado de producir alteraciones ion regulatorias, respiratorias, cardiovasculares, endocrinas y excretoras (Doleželová *et al.*, 2011; Hvas *et al.*, 2016)

Cuando los peces se hallan en ambientes que contienen NO₂⁻¹ con características tóxicas (> 0.2 mg N-NO₂⁻¹ l⁻¹), se desequilibra su balance iónico. El NO₂⁻¹ se transporta por la branquia de los organismos, a través del mecanismo de intercambio [Cl⁻/HCO₃⁻] al desplazar al ion cloro (Cl⁻) y se acumula en el plasma sanguíneo (Fontenot e Isely, 1999; Jensen *et al.*, 2000). Las especies que intercambian grandes cantidades de Cl⁻ como la trucha, perca y lucio son más sensibles a la toxicidad por NO₂⁻¹, que las especies con tasas bajas de intercambio como las carpas y tencas (Margiocco *et al.*, 1983; Eddy y Williams,

1987; Fontenol e Isely, 1999; Jensen, 2003). También se interrumpe el balance iónico de K^+ , a nivel extracelular, se eleva su concentración hasta producir una hipercalcemia. Este incremento se origina de pérdidas que provienen del sistema muscular y de los eritrocitos, por la activación del mecanismo de cotransporte K^+/Cl^- (Stomer *et al.*, 1996; Knudsen y Jensen, 1997; Grossel y Jensen, 2000) (Fig. 3).

Una vez que el NO_2^{-1} alcanza el medio interno, se intercambia en los eritrocitos vía AE1 y oxida la hemoglobina Hb (Fe^{2+}) a una conformación que pierde la afinidad hacia el oxígeno, denominada metahemoglobina met-Hb (Fe^{3+}) (Kosaka y Tyuma, 1987; Jensen, 1990; May *et al.*, 2000). Los peces comienzan acumular met-Hb en la sangre, branquia, hígado, cerebro y músculo, que induce a una condición de metahemoglobinemia. Esta se caracteriza por decrecer su afinidad y transporte de oxígeno arterial y producir hipoxia en los órganos, a la par se acumula CO_2 en el medio interno de los peces que provoca una alcalosis de la sangre (Stomer *et al.*, 1996; Aggergaard y Jensen, 2001).

Desde una percepción visual, la sangre y las branquias tornan a una coloración café. Una producción del 50% de met-Hb en el cuerpo de los peces, es considerado un factor de riesgo que usualmente no es mortal (Kosaka y Tyuma, 1987; Spagnuolo *et al.*, 1987; Jensen, 1995; Stomer *et al.*, 1996; Aggergaard y Jensen, 2001). Si la acumulación excede del 70 al 80 % del total de met-Hb, los peces se insensibilizan y se desorientan. Ante esta condición, los organismos se mantienen en inactivación, porque, si son obligados a retornar a un estado de activación, no cubrirían las demandas de oxígeno y morirían de anoxia. (Brown y McLeay, 1975; Jensen, 1990; Avilez *et al.*, 2004) (Fig. 3).

Se han realizado estudios de toxicidad por NO_2^{-1} en diferentes especies de peces marinos y dulceacuícolas. Los de agua dulce son más sensibles a la toxicidad. Se ha establecido que la CL_{50} promedio a 96 h oscila entre 0.29 – 2 mg $N-NO_2^{-1} l^{-1}$. Los efectos de intoxicación de los peces intoxicados se reflejan en la tasa de alimentación, crecimiento, tipo de nado y procesos metabólicos. Exposiciones crónicas a concentraciones que fluctúan de 0.3 a 15 mg $N-NO_2^{-1} l^{-1}$ en peces como: truchas (*O. mykiss*), carpas comunes (*C. carpio*), carpas herbívoras (*C. idella*), carpas cabezonas (*A. nobilis*), bagres (*I. punctatus* y *Ameiurus melas*, Rafinesques, 1828), percas (*Percina caprodes*, Linnaeus, 1758), espinoso de arroyo (*Culaea inconstans*, Kirtland, 1840) y carpita cabezona (*Pimephales promelas*, Rafinesques, 1828) disminuyen significativamente la tasa de alimentación y crecimiento, también se han observado aumentos en el movimiento opercular y una baja actividad en el nado comparado con organismos que se expusieron a niveles cercanos a cero de NO_2^{-1}

(Perrone y Meada, 1977; Lewis y Morris, 1986; Davalos, 1992; Alcaraz, 1993; Jensen, 2003; Camargo y Alonso, 2006; Kroupova *et al.*, 2008; Wuertz *et al.*, 2013).

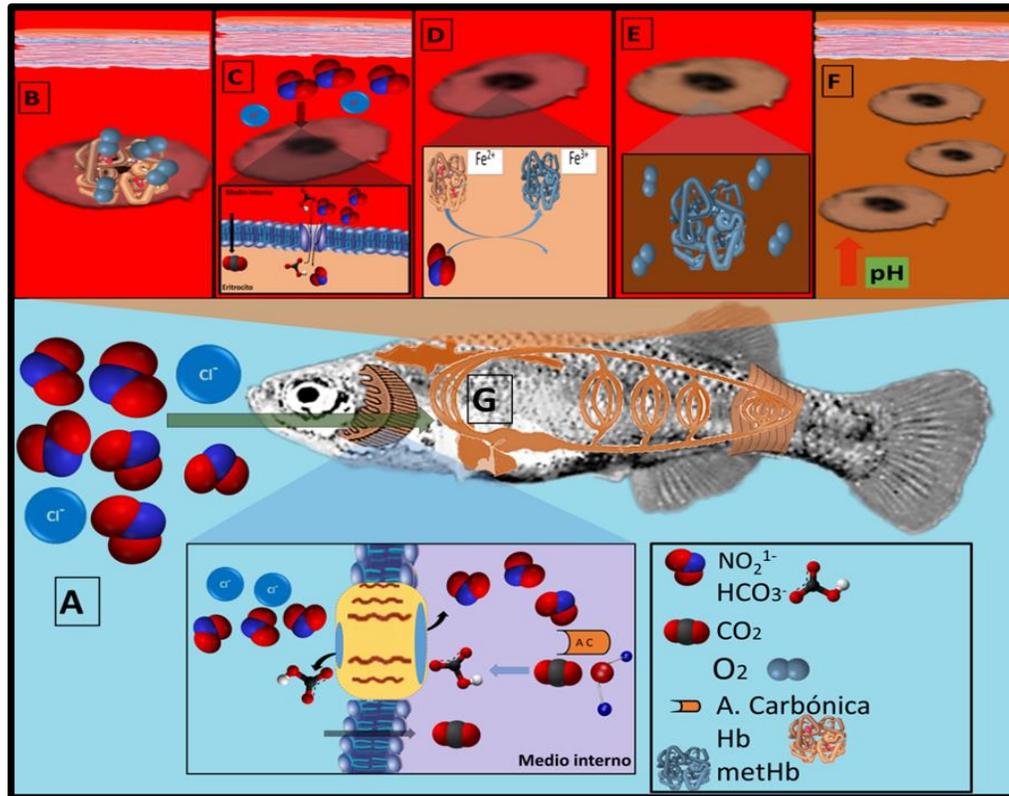


Figura 3. Mecanismo de intoxicación de los peces dulceacuícolas por la exposición al NO_2^{-1} . A) Transporte del NO_2^{-1} a través de la branquia por el mecanismo de intercambio $[\text{Cl}^-/\text{HCO}_3^-]$. B) Eritrocito con una molécula de Hb; cuatro oxígenos unidos a los átomos de hierro del grupo hemo. C) Transporte del NO_2^{-1} al medio intracelular del eritrocito por la vía AE1. D) Oxidación de la Hb (Fe^{2+}) a metHb (Fe^{3+}) por el agente reductor (NO_2^{-1}). E) metHb y su incapacidad de unir y transportar oxígeno. F) Acumulación de metHb en la sangre de los peces. G) Condición metahemoglobinemia por la acumulación de la met-Hb en la sangre, branquia, hígado, cerebro y músculo.

El estadio de los peces, es otra característica importante en el grado de toxicidad, los organismos de estadios tempranos, son más susceptibles al NO_2^{-1} . También se ha documentado que conforme incrementan las concentraciones de NO_2^{-1} en el agua, los peces son menos tolerantes a los incrementos de temperatura (Colt *et al.*, 1981; Frances *et al.*, 1998; Jensen, 2003).

2.4. Bioenergética: Estudios en peces

Las especies necesitan de la energía para crecer, reproducirse, capturar más energía, mantener sus funciones vitales y protegerse de la depredación. Por lo que la bioenergética tiene como objetivo evaluar cómo los organismos a partir del catabolismo y biosíntesis del alimento obtienen energía, como se destina y se transforma en cada uno de sus procesos fisiológicos para mantenerse vivos, crecer y reproducirse (Jobling, 1994 Lucas, 1993; Cho y Bureau, 2000).

Estos procesos se pueden describir a partir de un modelo, que tiene implícita la primera ley de la termodinámica e integra las tasas fisiológicas de los peces, expresados en unidades de energía (Winberg, 1960; Windell, 1978; Jobling, 1994). Considera que la suma de las pérdidas de energía, más la cantidad que es retenida, transferida y transformada en un nuevo tejido o en nuevas reservas, es igual al total de energía que proviene de la ingesta de alimento. También, proporciona información sobre cómo la distribución de la energía puede variar por el efecto de factores bióticos y abióticos en condiciones determinadas (Lucas, 1993). El modelo describe, explica y predice la condición fisiológica de los organismos a través de la siguiente ecuación general del balance de energía:

$$C = F + U + R + P \text{ (Lucas, 1993)}$$

Dónde:

C (Consumo de alimento): La energía por sí misma no es un nutriente, éste es el producto final de la absorción, oxidación y metabolismo de los nutrientes concentrados en el alimento. Las fuentes de energía para los organismos provienen ya sea en forma de carbohidratos, lípidos o proteínas. A partir de lo anterior, la variable de esta ecuación se define como la cantidad de energía que ingieren los organismos del alimento por unidad de tiempo. El alimento provee los recursos necesarios para que se realicen los diferentes procesos anabólicos y/o catabólicos (respiración, digestión, locomoción, crecimiento, reproducción y excreción) del organismo (Jobling, 2015), cada uno de los cuales depende de la disponibilidad y de las proporciones de alimento que se absorbe y asimila (Bureau *et al.*, 2002).

F (Heces): El alimento que es consumido por los organismos no es asimilado al 100%. Se forma un material remanente, que es transportado por el intestino y se elimina en forma de heces; este material se conforma por alimento que no se absorbe, de mucus, de células lavadas de las paredes del tracto digestivo, de enzimas digestivas y componentes

biliares (Winberg, 1960). Por lo tanto, se considera que es la fracción del contenido nutricional del alimento que no es absorbida por los organismos. Se ha estimado que, aproximadamente el 15% del alimento que se consume es perdido en las heces (Jobling, 1994). Para obtener una energía neta absorbida, se considera la diferencia de la energía consumida del alimento y la de producción de heces (Krebs y Kornberg, 1957; Lucas, 1993).

U (Excreción nitrogenada): La degradación de las proteínas y los ácidos nucleicos (endógenos o dietéticos) forman, acumulan y excretan diferentes compuestos nitrogenados. El amonio es el mayor producto final del catabolismo de nitrógeno en teleosteos y crustáceos, representa entre el 70 y 95% del nitrógeno total excretado. Aproximadamente el 15% de la energía disponible en forma de proteínas es excretada en las branquias y riñón (Eckert y Randall, 1989). De la energía que es absorbida por los animales, menos la energía que se pierde en la excreción de los productos nitrogenados, deja en disposición la energía metabolizable para los organismos (Lucas, 1993).

R (Respiración): La materia que es ingerida, se cataboliza y libera energía a través del metabolismo aerobio. Denominada como el metabolismo basal, es la energía utilizada para los procesos que comprometen la integridad del individuo, tales como la respiración, circulación de la sangre, transporte de iones (transporte activo), contracción muscular, reparación y reemplazamiento, entre otras (Salvato *et al.*, 2001). La respiración de un organismo puede ser cuantificada como el consumo de oxígeno bajo condiciones determinadas de temperatura, concentración de oxígeno disuelto en el agua, actividad motora y alimenticia (Lucas, 1993). El metabolismo de los animales se clasifica en los siguientes niveles: 1) metabolismo estándar. Se mide como la tasa respiratoria de animales que se encuentran en reposo, sin actividad y/o estrés y sin digestión activa de alimento (ayuno); 2) metabolismo de rutina. Hace referencia a la medición del metabolismo en diferentes fracciones de tiempo, es decir la tasa respiratoria de los animales promediada en un ciclo de 24 h con una estrecha relación a las condiciones naturales de su hábitat y; 3) metabolismo de actividad. Respiración debida a la actividad motora de los organismos, la energía se puede asociar a su tipo de nado, desde velocidades que se mantienen por largos periodos sin causar fatiga muscular, hasta las máximas velocidades que pueden alcanzar los organismos (Prosse, 1991; Jobling, 1994; Lucas, 1993).

P (producción): El crecimiento se define como el aumento en biomasa de los organismos. Se involucra el incremento del número de células y de las estructuras. El

crecimiento longitudinal de un organismo, es el resultado de la multiplicación celular y de la deposición de sustancias celulares. En masa, es debido al aumento en volumen, por la acumulación de reservas energéticas y a la formación de órganos reproductores. Por lo que es requerido un ingreso de energía para los nuevos componentes del tejido y a la par mantener los procesos anabólicos que elaboran los nuevos componentes del tejido (Kleiber, 1975).

La producción de un organismo se evalúa como la porción de energía que es destinada al crecimiento somático y/o gonádico. No obstante, este depende del estadio del ciclo de vida en el que se encuentren. La diferencia de la energía metabolizable y el conjunto de energía que no se disipa como calor, con la que se utiliza para cubrir las necesidades básicas de mantenimiento o alguna otra actividad, deja disponible una porción energética que se retiene en el cuerpo de los organismos en nuevos elementos tisulares. En animales que se encuentran en un crecimiento neto, su energía se almacena como proteínas y lípidos, pero, cuando se aproxima a la madurez sexual, una porción creciente de esa energía se almacena como lípidos (Brett y Groves, 1979).

Por convención, el crecimiento se expresa como una ganancia en peso de los organismos. El incremento en el peso individual se asume que viene acompañado de un acrecentamiento del contenido energético. Sin embargo, hay que resaltar que el crecimiento se vincula con los cambios en el desarrollo, porque se conjuntan las variaciones bioquímicas, fisiológicas, morfológicas y de comportamiento (De-Coen *et al.*, 1997). La composición calórica de los organismos y la cantidad relativa de algunos componentes estructurales del cuerpo (carbohidratos, lípidos totales, triglicéridos, RNA, DNA, etc.) pueden indicar cambios en los recursos energéticos que son asignados para el crecimiento somático y condiciones fisiológicas (Anger, 1991; Chen *et al.*, 2008).

Todos los términos de la ecuación general del balance de energía se calculan por unidad de tiempo y se expresan en unidades de energía mecánica (joules J/día) (Górecki, 1986). La evaluación del balance de energía, tradicionalmente se ha utilizado para estimar la energía que se canaliza para el crecimiento y/o procesos reproductivos en peces con importancia comercial, con el objetivo de alcanzar las condiciones óptimas de la especie y desarrollar técnicas de cultivo o bien mejorar las ya existentes (Rosas *et al.*, 2003). La bioenergética de los organismos es vista como un proceso de continua regulación, porque existen diversos factores intrínsecos y extrínsecos que pueden alterar dicha regulación, en donde el organismo puede canalizar una mayor cantidad de energía a distintos procesos

fisiológicos (actividad, respiración, crecimiento y reproducción) con el fin de mantener un estado de homeóstasis y asegurar su integridad fisiológica (Fry, 1971).

De aquí se desprende que cualquier factor o conjunto de factores que beneficien la expresión fisiológica óptima, se reflejará en los parámetros como la supervivencia, distribución, fecundidad, abundancia y diversidad (Hutchinson y Maness 1979; Vernberg y Vernberg, 1981). Por lo tanto, este enfoque también provee una herramienta para evaluar los efectos subletales de los contaminantes en la condición de varias especies (Van stralenan y Hoffman, 2000). Además, permite distinguir entre un escenario de estrés moderado, donde se garantiza la supervivencia a un largo plazo a costa del crecimiento y reproducción de las especies, y otro más desfavorable, como la extinción local, con la finalidad de identificar el hábitat y/o condición ambiental en donde las poblaciones pueden sobrevivir y en las que no son capaces de hacerlo, para poder predecir cuales son los límites de la distribución de las especies frente a los diferentes cambios ambientales (Pörtner *et al.*, 2005; Koijman, 2010; Sokolova, 2012).

Este tipo de investigaciones en los peces dulceacuícolas endémicos de México, aun son escasos; sin embargo, entre la información disponible se cuenta con los siguientes estudios:

Chirostoma estor estor (Swainson, 1839): se evaluó el efecto del peso corporal sobre algunas tasas fisiológicas. Se calculó el campo de crecimiento y se determinó la eficiencia de la especie para utilizar la energía (Espina *et al.*, 1987). Los autores reportan una tasa de ingestión del 2.3 a 3.8% de su peso corporal, con una asimilación del 90% de la energía. De esta fracción, el 75-80% correspondió al campo de crecimiento; las pérdidas de energía por heces y excreción amoniacal fueron del 6 al 7% de la energía consumida y del 3.7% de la energía absorbida respectivamente. Para los procesos metabólicos utilizaron del 9 al 15%. Los autores concluyeron que, por el valor del campo de crecimiento, la especie se cataloga como un eficiente convertidor de energía.

Girardinichthys multiradiatus (Meek, 1904): una especie emparentada con *G. viviparus*, se determinaron algunas respuestas de su balance de energía ante sus condiciones ambientales naturales. En esta especie el 81% de la energía ingerida fue canalizada al crecimiento y a la producción de gametos; para los procesos de respiración, la especie utilizó el 5.7% y el resto (13.3%) correspondió a las pérdidas energéticas por excreciones nitrogenadas y producción/eliminación de heces. Se presentó una eficiencia

de asimilación >85%, por lo que se considera a la especie con un potencial para las prácticas de acuicultura (García *et al.*, 2013).

G. viviparus. Se realizaron experimentos con crías de esta especie en condiciones de laboratorio, se evaluó el efecto de un régimen de temperatura sobre la energía del metabolismo de rutina y el crecimiento. Latournerie *et al.* (2016) concluyeron que los organismos emplean la energía de una manera eficiente a una temperatura de 20°C. En el ambiente natural, han descrito que la especie presenta mayores abundancias en temperaturas que oscilan entre los 19 y 27°C y una mayor eficiencia reproductiva de 21 a 25 °C (Ojendis, 1985; Flores, 1991; Ávila, 2000, Castillo, 2011).

La temperatura influye en un nivel fisiológico y conductual sobre los organismos, puede surgir un efecto de cascada en la dinámica de las poblaciones, comunidades y ecosistemas de los que forman parte (Brierley y Kingsford, 2009). Algunas especies son sensibles a las alteraciones térmicas de tan solo unos pocos grados, que pueden afectar de manera rápida e importante en la mortalidad y abundancia de algunas poblaciones (Perry *et al.*, 2005). Así, la temperatura juega un papel fundamental en la fisiología (Brierley y Kingsford, 2009), biología reproductiva (Sheng *et al.*, 2006), alimentación (Planas *et al.*, 2012) y crecimiento de los peces (Wong y Benzie, 2003).

Es un factor modulador del metabolismo (Roessing *et al.*, 2004), al controlar la velocidad de las reacciones enzimáticas que se llevan a cabo en los procesos de degradación y aprovechamiento de la energía ingerida, y con ello marca de forma decisiva el crecimiento en biomasa de los individuos. En algunos organismos, un incremento en el metabolismo puede mejorar las tasas de crecimiento, promover la embriogénesis y reducir el periodo de incubación (Pimentel *et al.*, 2012; Rosa *et al.*, 2012).

Con un incremento térmico, la digestión puede acelerarse y aumentar las secreciones gástricas, con ello se mejora la absorción de nutrientes (Love, 1980), lo que ocasiona un aumento en el balance energético y en el crecimiento de los organismos (Yoon *et al.*, 2013; Noyola *et al.*, 2013).

Existen pocos trabajos de investigación con un énfasis bioenergético, para evaluar el efecto del N-AT y N-NO₂⁻¹ en el balance de energía.

En la carpa herbívora, se midió el efecto de concentraciones experimentales de N-NO₂⁻¹ en el agua, sobre su presupuesto energético. Los organismos expuestos, no presentaron efectos en las tasas de ingestión, pero la asimilación del alimento se redujo.

La frecuencia respiratoria disminuyó y la tasa de excreción amoniacal se elevó. Además, la energía que se canalizó para el crecimiento somático se vio disminuida (Alcaraz y Espina, 1997). En organismos juveniles de esta misma especie, se evaluó el efecto subletal de las mezclas de N-AT / N-NO₂⁻¹ en el agua, sobre las respuestas fisiológicas que inciden en el crecimiento. Para tal objetivo, midieron la tasa de ingesta del alimento, producción de heces, asimilación del alimento, consumo de oxígeno, excreción amoniacal y eficiencia de crecimiento. Se observaron alteraciones en cada variable de respuesta medida en los organismos, la más evidente fue sobre la tasa de crecimiento a consecuencia de la disminución de las tasas de ingestión y asimilación de alimento (Contreras, 1997).

En peces como bagres, lobo (*Anarhicus minor*, Ólafosson, 1772), lobinas y tilapias que se expusieron de forma crónica a concentraciones que oscilaron de 0.12 a 0.99 mg N-NH₃ l⁻¹, redujeron su crecimiento desde un 11%, hasta alcanzar una inhibición en el crecimiento y/o disminuciones en el peso, comparado con organismos controles (concentraciones cercanas a cero). (Frances *et al.*, 2000; Hargreaves y Kucuk, 2000; El-Shafai *et al.*, 2003; Foss *et al.*, 2003). El mismo efecto y magnitud se ha descrito en la cobia (*Rachycentron canadum*, Linnaeus, 1766) a exposiciones de 0.62 ppm de N-NH₃ en el agua (Rodrigues *et al.*, 2007). Se ha puntualizado en los peces, que la reducción del crecimiento viene acompañada de aumentos en la tasa de conversión alimenticia. Específicamente en las tilapias, se ha observado que su tasa de conversión se incrementa de 1.6 (Controles = 0.004 mg N-NH₃ l⁻¹) a 2.7 (0.434 mg N-NH₃ l⁻¹) cuando son expuestas al N-NH₃ (Hargreaves y Kucuk, 2000; El-Shafai *et al.*, 2003).

En los peces medaka (*Oryzias melastigma*, McClelland, 1839), la tasa metabólica se incrementó en un 46% cuando fueron expuestos a las concentraciones de 0.3 a 1.1 mmol N-NH₃ l⁻¹. La excreción amoniacal en los organismos sin exposición fue ligeramente mayor que los experimentales (Gao *et al.*, 2017). En condiciones similares, se ha descrito el mismo efecto y en la misma magnitud en los caballitos de mar (*Hippocampus abdominalis*. Lessons, 1827) y lobinas (*Trachus labrax*. Linnaeus, 1758) (Adams *et al.*, 2001; Lemarié *et al.*, 2004).

En la carpa común expuesta a concentraciones de 8 mmol l⁻¹ N-NH₃, se registró un aumento del 25% del consumo de oxígeno y la excreción amoniacal se duplicó en comparación con peces expuestos a concentraciones cercanas a cero (Diricx *et al.*, 2013).

3. Justificación

Los lagos urbanos presentan problemas ambientales al recibir flujos constantes de agua con nutrientes nitrogenados, que principalmente provienen de las plantas de tratamiento secundario (Eddy y Williams, 1987; Downing, 1999; Akshay, 2014). Como es el caso de los lagos de Chapultepec que, a pesar de presentar una deficiente calidad del agua para la recreación y para la preservación de la biota, son considerados reservorios de fauna endémica, tal es el caso del mexclapique. Este pequeño pez vivíparo actualmente se encuentra en la categoría de “en peligro de extinción” de acuerdo con los listados de riesgo de la SEMARNAT (NOM-ECOL-059-2010). Se sabe que este organismo sigue habitando en estos lagos por su gran plasticidad, pero podría llegar a extinguirse si las condiciones del manejo de estos lagos empeoran más allá de la resistencia del pez (Alcocer *et al.*, 1988; Flores, 1991; Navarrete *et al.*, 2004; Ceballos *et al.*, 2005; Olivares *et al.*, 2015).

Los estudios que se enfocan en los peces como el mexclapique, generan un conocimiento básico que tiene validez para conocer cómo es que se desarrollan en un ambiente en particular. Por ello, es de suma importancia realizar estudios de tipo ecofisiológico en el mexclapique, para evaluar que alteraciones ocasionan el NAT y NO_2^{-1} vistos como contaminantes, con el propósito de conocer que concentraciones son críticas, que comprometan la supervivencia, el crecimiento y el uso de su energía en este organismo. Al mismo tiempo se deben caracterizar las condiciones de los lagos de Chapultepec para conocer su condición actual y su grado de afectación. De esta forma, se genera información base que puede ser de gran utilidad para definir algunas estrategias destinadas a la conservación, así como para establecer mejores usos y planes de manejo para los lagos urbanos, con el objetivo de permitir dar una continuidad a este acervo genético, que se encuentra en riesgo inminente de desaparecer.

4. Preguntas de investigación

En el presente trabajo de investigación se ha planteado contestar las siguientes preguntas:

Actualmente, ¿Cuáles son las condiciones físicas, químicas (NAT y N-NO_2^{-1}) y biológicas (Clorofila a) de los lagos de Chapultepec?

Bajo condiciones controladas en laboratorio:

¿Qué efectos se tienen en las tasas de consumo de alimento del *G. viviparus*, al exponerlo a las condiciones ambientales de temperatura (temporales) y a las

concentraciones de N-AT y N-NO₂⁻¹ (espaciales) que se presentan en los lagos de Chapultepec?

¿Cómo afecta la exposición a las condiciones temporales de la temperatura y las concentraciones espaciales de N-AT y N-NO₂⁻¹ que ocurren en los lagos de Chapultepec, en el crecimiento y la tasa metabólica del *G. viviparus*?

¿Qué efectos ocurren en la energía que pierden los *G. viviparus* por la excreción nitrogenada y producción fecal, al exponerlos a las condiciones ambientales de la temperatura (temporales) y las concentraciones de N-AT y N-NO₂ (espaciales) que se presentan en los lagos de Chapultepec?

5. Objetivos

5.1. Objetivo General

Evaluar los efectos que ejercen como factores ambientales las concentraciones de N-AT y N-NO₂⁻¹ y la variación estacional de temperatura que se presentan en los lagos de Chapultepec, en los elementos de la ecuación del balance energético del Mexclapique, *Girardinichthys viviparus*.

5.2. Objetivos particulares

Caracterizar en un periodo anual (2015-2016), las variables fisicoquímicas y biológicas de los lagos de Chapultepec, a partir de la medición de los parámetros fisicoquímicos de la calidad del agua para obtener un margen de referencia de estas condiciones ambientales y experimentarlas en los mexclapiques en condiciones de laboratorio (temperatura, N-AT y N-NO₂⁻¹).

Evaluar y comparar en condiciones de laboratorio las tasas de consumo de alimento, la producción de heces, la excreción amoniacal, la tasa metabólica (a partir del consumo de oxígeno) y el crecimiento de los mexclapiques a dos temperaturas (17 °C y 23 °C) con diferentes concentraciones de N-AT (0, 0.2, 0.5 y 1 mg l⁻¹) y N-NO₂ (0, 0.250 y 0.450 mg l⁻¹).

Determinar y comparar cuanta energía pierden los organismos por la excreción amoniacal y producción de heces ante las condiciones experimentales establecidas.

Determinar y comparar cuanta energía utilizan los peces en el crecimiento y metabolismo ante las condiciones experimentales establecidas.

Integrar y comparar los elementos de la ecuación general del balance de energía con un enfoque bioenergético global para conocer el desempeño de los organismos bajo las condiciones experimentales.

6. Hipótesis

H1: Las concentraciones de N-AT (0.2, 0.5 y 1 mg l⁻¹) y N-NO₂⁻¹ (0.250 y 0.450 mg l⁻¹) que se presentan en los lagos de Chapultepec, afectarán de manera negativa en el balance del presupuesto energético de los mexclapiques por un ajuste que les permitirá hacer frente a estos escenarios ambientales. Los peces expuestos a estas condiciones, incrementarán la tasa metabólica, disminuirán la obtención de energía al reducir su consumo de alimento, perderán más energía al aumentar sus tasas de excreción amoniacal y producciones de heces, y la inversión de energía en el crecimiento disminuirá. El incremento de la temperatura por la variación estacional de la localidad intensificará estas respuestas en el *Girardinichthys viviparus*.

7. Materiales y Métodos

7.1. Área de estudio

El Bosque de Chapultepec se localiza al oeste-suroeste de la Ciudad de México. Es considerado el área verde más grande de la región, con una extensión de 670 ha y representa el 52% de las áreas verdes en la Ciudad. En él, se ubican tres lagos urbanos artificiales: en la primera sección del bosque, se sitúa el Lago Viejo (19° 25'18'' latitud N y 99° 11'08'' longitud W) y posee una extensión de 6 ha; los lagos Mayor y Menor (19°25'N y 99° 11'09'' W, 19° 25'02'' N y 99°11'09'' consecutivamente) ubicados en la segunda sección, cuentan con áreas de 5.8 y 2.8 ha respectivamente (Álvarez, 1978; Alcocer, 1988; SEDEMA, 2015) (Fig. 4).

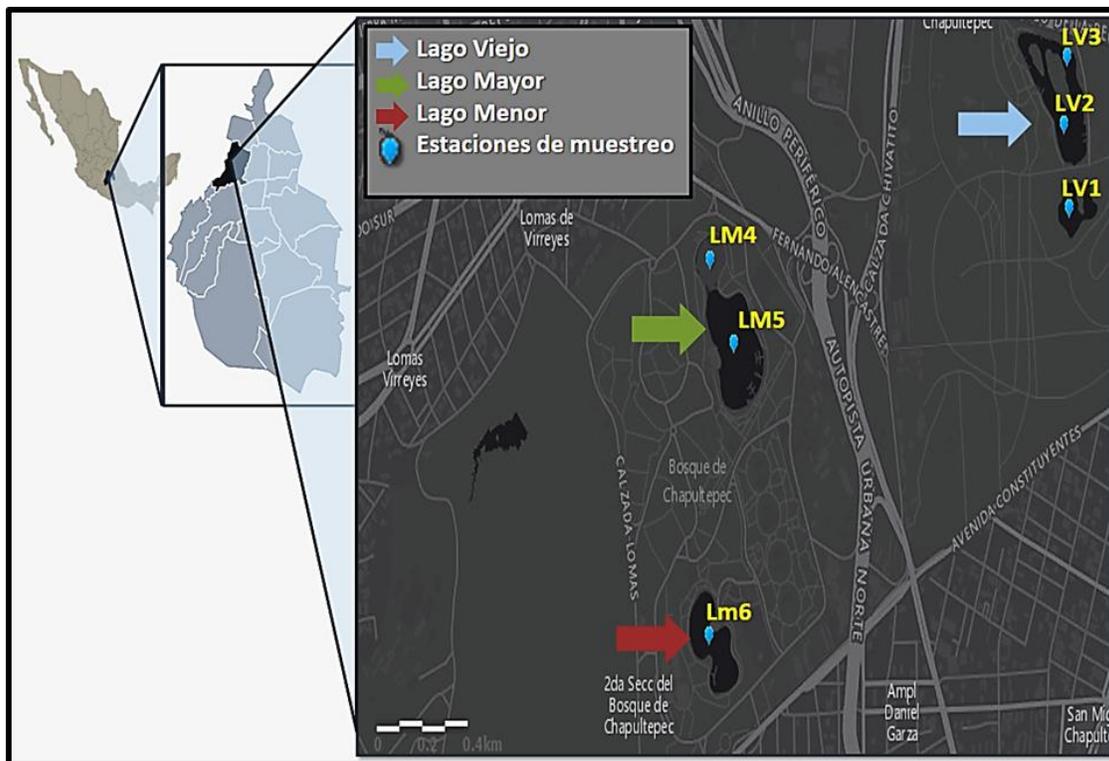


Figura 4. Imagen satelital de la localización de los lagos de Chapultepec y de las estaciones de muestreo. Ubicados en el Bosque de Chapultepec en la Ciudad de México.

La altitud es de 2,240 m.s.n.m. La precipitación anual es de 672 mm y la temperatura media anual es de 14.7 °C. Las fuentes principales de agua provienen de la PTARC y de pequeñas descargas de aguas crudas que provienen de los comercios establecidos en la periferia; el río Hondo también aporta agua al lago Viejo (Alcocer, 1988). De acuerdo con la clasificación de Köppen, el clima del bosque es templado con lluvias en verano (Cwl (w) b (i)). (Gaceta Oficial del Distrito Federal, 2006).

Con la finalidad de facilitar su lectura, el documento del presente estudio se dividió en dos capítulos. El primero es exclusivo de la caracterización fisicoquímica y biológica de los lagos de Chapultepec, con el que se obtuvieron las condiciones de referencia para experimentar con el mexclapique y el segundo capítulo corresponde a la evaluación del balance de energía del *G. viviparus*.

CAPÍTULO 1

Caracterización fisicoquímica y biológica de los Lagos de Chapultepec

CAPÍTULO 1

Este capítulo es un apartado medular del trabajo de investigación. Con la caracterización de las variables físico, químicas y biológicas se obtuvo un marco de referencia, para delimitar las concentraciones de los productos nitrogenados y la temperatura del agua que se presentan en los lagos de Chapultepec y con ello se realizaron las evaluaciones de los efectos de estas variables en el balance energético de mexclapiques.

1. Preguntas de investigación

Para recapitular, con base en los antecedentes se sabe que los lagos de Chapultepec presentan características de una condición de hipertrofia, con un deterioro progresivo en la calidad del agua. Por ello, se planteó la siguiente interrogante en el proyecto y es exclusivo de este capítulo:

Actualmente, ¿Cuáles son las condiciones físico, químicas (N-AT y N-NO₂⁻¹) y biológicas (Clorofila a) de los lagos de Chapultepec?

2. Objetivos

Derivado del objetivo general de esta investigación, para este capítulo se estableció el siguiente objetivo particular:

Caracterizar en un periodo anual (2015-2016), las variables fisicoquímicas y biológicas de los lagos de Chapultepec, a partir de la medición de los parámetros fisicoquímicos de la calidad del agua para obtener un margen de referencia de estas condiciones ambientales y experimentarlas en los mexclapiques en condiciones de laboratorio (temperatura, N-AT y N-NO₂⁻¹).

3. Materiales y Métodos

3.1 Evaluación de parámetros fisicoquímicos y biológicos de los lagos de Chapultepec

3.1.1 Trabajo de Campo

Para realizar la evaluación y determinar la condición de los lagos, se realizaron 12 muestreos mensuales (un ciclo anual de abril 2015 - marzo 2016) de la columna de agua, en seis estaciones de muestreo (Lago Viejo = 3. **LV1**, **LV2** y **LV3**; Lago Mayor = 2. **LM4** y **LM5**; Lago Menor = 1. **Lm6**) previamente establecidas con base en el tamaño y continuidad o conexión del flujo del agua de los lagos (Fig. 5).

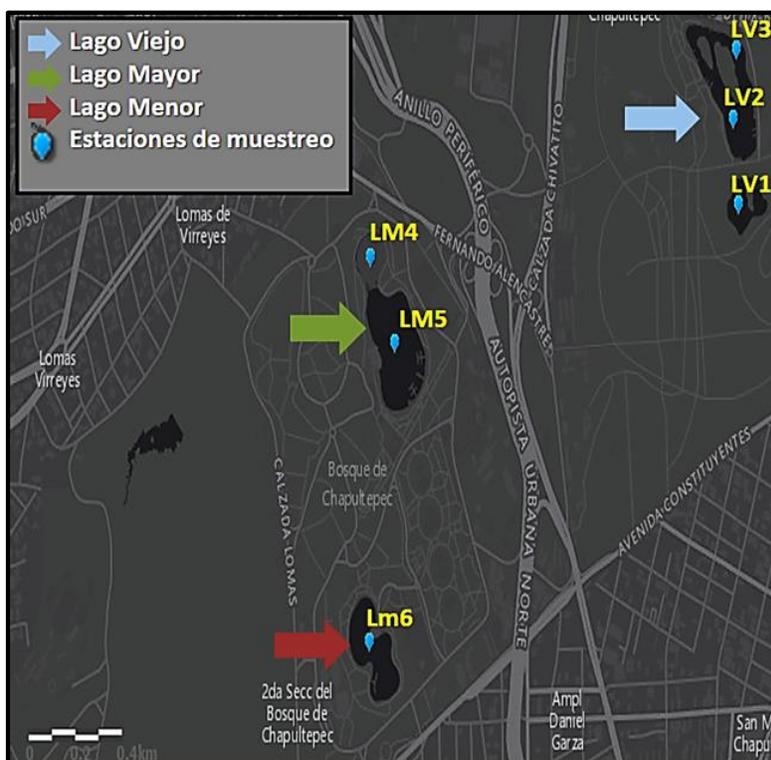


Figura 5. Imagen de las estaciones de muestreo de los Lagos de Chapultepec.

A cada 20 cm de profundidad, se midieron *in situ* los siguientes parámetros fisicoquímicos de calidad de agua: temperatura (°C), oxígeno disuelto (mg/l), conductividad específica ($\mu\text{S}/\text{cm}$) con un multiparámetro YSI Mod. 85 y pH con un potenciómetro de campo Conductronics PH10; a su vez, se midió la transparencia (cm) con un disco Secchi y la profundidad (cm) con una sonda acústica. Posteriormente, se recolectaron muestras integradas de la columna de agua con un tubo muestreador de acrílico (una pulgada de

diámetro). Estas muestras se mantuvieron a 4 °C, se trasladaron al Laboratorio de Limnología Tropical de la Facultad de Estudios Superiores Iztacala y se utilizaron para el análisis de N-AT, N-NO₂⁻¹, N-NO₃⁻¹, P-Total y concentración de clorofila a (µg/l) en el laboratorio (APHA, 1992).

3.2 Trabajo de Laboratorio

3.2.1 Determinación de N-AT, N-NO₂⁻¹, N-NO₃⁻¹, P-Total y Clorofila a

La determinación de nutrientes y pigmentos de las muestras de agua, se realizaron máximo 24 h después del muestreo.

3.2.1.1 N-AT

Las concentraciones de N-AT se determinaron por medio del método fotométrico de Nessler y se leyeron en un espectrofotómetro (laboratorio de calidad de agua) HACH DREL/ 2000 a 425 nm de longitud de onda. El intervalo de medida del método es de 0.00 a 2.50 mg l⁻¹ de N-NH₃. En cada caso se realizaron repeticiones para calcular la precisión y se utilizó una solución estándar de 1mg l⁻¹ de N-NH₃. La precisión de las determinaciones fue de ± 0.02mg. l⁻¹ y una exactitud de -7.3%.

3.2.1.2 N- NO₂⁻¹

Las determinaciones del N- NO₂⁻¹ de las muestras de los lagos de Chapultepec, se realizaron por espectrofotometría (HACH DREL/ 2000), mediante el método de diazotización. El intervalo de medida del método es de 0.000 a 0.300 mg l⁻¹ de N--NO₂⁻¹. El color de las muestras se leyó a 507 nm de longitud de onda.

Se realizaron repeticiones al azar para el cálculo de la precisión y se utilizó una solución estándar de 0.1 mg l⁻¹ de N--NO₂⁻¹ para el cálculo de la exactitud. La precisión promedio de las determinaciones fue de ± 0.002 mg. l⁻¹ y la exactitud de +8.0%.

3.2.1.3 N- NO₃⁻¹

Por el método de reducción de cadmio, fue como se determinaron las concentraciones del N- NO₃⁻¹ en las muestras de agua. Las lecturas se realizaron en un equipo HACHN DREL/ 2000 a 500 nm de longitud de onda empleando el método de intervalo amplio, que es capaz de medir de 0.0 hasta 30.0 mg l⁻¹ de N-NO₃⁻¹

Se realizaron repeticiones al azar para el cálculo de la precisión. Para la exactitud se usó una solución estándar de concentración 5.0 mg l^{-1} de N-NO_3^{-1} . La precisión de las determinaciones fue de $\pm 1.1 \text{ mg. l}^{-1}$ y la exactitud de +10%.

3.2.1.4 P- Total

Para la determinación del fósforo total se realizó un pretratamiento de la muestra sin filtrar utilizando el método de digestión básica con persulfato de potasio de acuerdo con Valderrama (1981). La digestión (100 ml de muestra más 10 ml de solución digestora) se realizó en una autoclave durante un tiempo de 30 minutos y una temperatura de $115 \text{ }^\circ\text{C}$. Posteriormente, se obtuvo la concentración de P-PO_4^{-3} a través del método espectrofotométrico del ácido ascórbico, usando un equipo HACH DREL/ 2000 a 890 nm de longitud de onda. La precisión de las determinaciones fue de $\pm 1.5 \text{ mg l}^{-1}$ y la exactitud de +14%.

3.2.1.5 Clorofila a

Como parámetro biológico, se midió la concentración de clorofila a por fluorescencia (“lectura”), a partir de una extracción en frío ($4 \text{ }^\circ\text{C}$) con acetona al 90%, en un fluorómetro 10-AU marca Turner Designs según el método específico para ese modelo de fluorómetro (Arar y Collins, 1997).

Inicialmente, se filtraron alícuotas de las muestras de agua de cada estación de muestreo (el volumen dependió de la intensidad del color de la muestra de agua. “Vol. Fíltrado”) a través de filtros de fibra de vidrio GF/F (Whatman, 13 mm de diámetro con $0.7 \text{ }\mu\text{m}$ de abertura de poro nominal). Posteriormente, se extrajo el pigmento con 10 ml de acetona por maceración del filtro y un reposo de 20 h en condiciones de oscuridad a $4 \text{ }^\circ\text{C}$ en un refrigerador; al cumplirse el tiempo de extracción, los extractos se centrifugaron a 3000 rpm durante 15 min y se recuperó el sobrenadante, a este se le registró como el “volumen extraído”.

Previo a las cuantificaciones del pigmento en el fluorómetro, el equipo se calibró con un estándar secundario de clorofila a Turner Desings ($5.3 \text{ }\mu\text{g l}^{-1}$); cuando fue necesario, se realizaron disoluciones de los extractos, con un volumen conocido de acetona al 90% para asegurar su detección en el equipo al momento de realizar las lecturas (este agregado se consideró como un “factor de dilución”). Se utilizó acetona al 90% libre de extractos como “blanco” de referencia.

Las concentraciones del pigmento se calcularon a partir de la siguiente formula:

$$\text{Clorofila } a \text{ } (\mu/l) = \frac{(\text{lectura} - \text{blanco})(\text{Vol. Extraido} * \text{factor de dilución})}{\text{Vol. Filtrado}}$$

3.3 Análisis de resultados

Los datos que se registraron durante el año de muestreo se analizaron por lago, entre lagos y a una escala temporal. Para el análisis de las temporadas climatológicas, se recolectaron los datos de la temperatura media mensual (°C) y la precipitación mensual (mm) en las bases de datos del Servicio Meteorológico Nacional (SMN), que correspondieron al área y año de estudio. Esto, con el propósito de discernir e identificar los meses de las épocas del clima y agrupar los datos de cada variable fisicoquímica medida.

Para determinar diferencias y/o similitudes estadísticas entre las estaciones de muestreo y épocas, primero se normalizaron los datos y se generó una matriz de distancias euclidianas, posteriormente se aplicó un análisis de similitud (ANOSIM) de dos vías (Factores= Estación de muestreo y Época) (Legendre y Legendre, 1998). Adicionalmente, se aplicó un análisis de escalamiento multidimensional (MDS) y de agrupamiento (Cluster) por el método de Ward con una correlación de Pearson.

De manera adicional, con los valores de N-AT, pH y temperatura de cada lago y mes de muestreo, se calcularon y graficaron las proporciones de amonio ionizado y no ionizado, con base en las Tablas de equilibrio del amonio, propuestas por Thurston y colaboradores (1981).

También se determinó el estado trófico de los lagos, mediante el índice de estado trófico (TSI) de Carlson (1977) con los datos de clorofila a, fósforo total y transparencia del disco Secchi; a partir de las siguientes formulas:

$$\text{TSI (Secchi)} = 10 (6 - (\ln \text{Secchi} / \ln 2))$$

$$\text{Secchi} = \text{Transparencia Disco de Secchi (cm)}$$

$$\text{TSI (Cl-a)} = 10 (6 - (2.04 - 0.68 \ln \text{Cl-a} / \ln 2))$$

Cl-a = Concentración de Clorofila a ($\mu\text{g/l}$)

$$\text{TSI (P-T)} = 10 \left(6 - \frac{\ln(48/(PT)(1000))}{\ln 2} \right)$$

P-T = Fósforo Total (mg/l)

Posteriormente, con los resultados calculados del índice de las tres variables, se calcularon los valores medios y su respectiva desviación estándar por mes.

4. Resultados

4.1 Evaluación de parámetros fisicoquímicos y biológicos de los lagos de Chapultepec

Con los resultados de los parámetros físicos, químicos y biológicos que se midieron en la columna de agua de cada lago durante un ciclo anual de estudio, se tiene que los lagos de Chapultepec son someros, con baja trasparencias, sobresaturados de oxígeno, el pH se encuentra en valores básicos (>7), y presentan elevadas concentraciones de nutrientes y clorofila a (Tabla 1) Con los datos que se recolectaron del SMN, se elaboró un diagrama ombrotérmico; con base en este gráfico, se identificaron dos épocas en la localidad: 1) una época Cálida-Húmeda (**CH**) que corresponden a los meses de mayo a octubre del 2015 y 2) una Fría-Seca (**FS**) para los meses de abril, noviembre y diciembre del 2015 y de enero a marzo del 2016. Estas épocas identificadas coinciden con las fichas descriptivas de la localidad realizadas por la INEGI (Fig. 6).

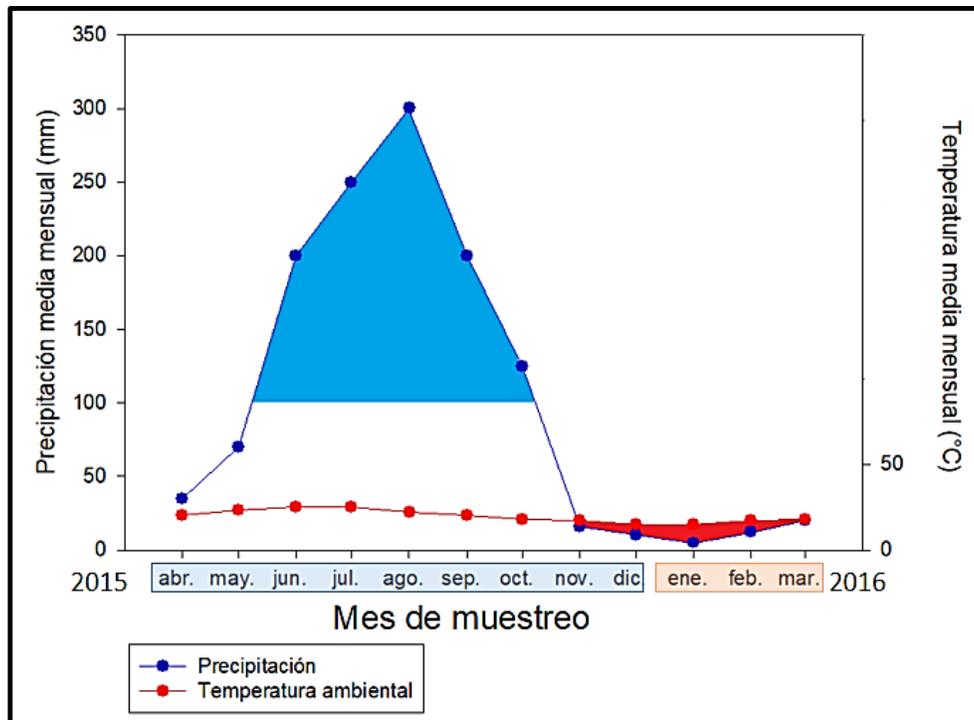


Figura 6. Diagrama ombrotérmico del Bosque de Chapultepec. Precipitaciones y temperaturas medias mensuales en el Bosque de Chapultepec, Ciudad de México. Datos obtenidos del SMN.

A continuación, se describe la dinámica de las variables por cada estación de muestreo.

4.1.1 Temperatura

El intervalo de la temperatura del agua que se registró en cada estación de los lagos de Chapultepec se presenta en la Tabla 1. Particularmente, en esta variable por épocas de muestreo se observó una variación promedio general de 18.99 ± 2.02 °C para la época **FS** y de 22.01 ± 3.19 °C en la **CH**, que corresponde con el cambio temporal de la localidad (Fig. 7). A nivel espacial, las estaciones **LM4** y **LM5**, presentaron las temperaturas promedio más altas; seguido de la estación **Lm6**; y las temperaturas menores, se registraron en las estaciones **LV2**, **LV3** y **LV1** respectivamente.

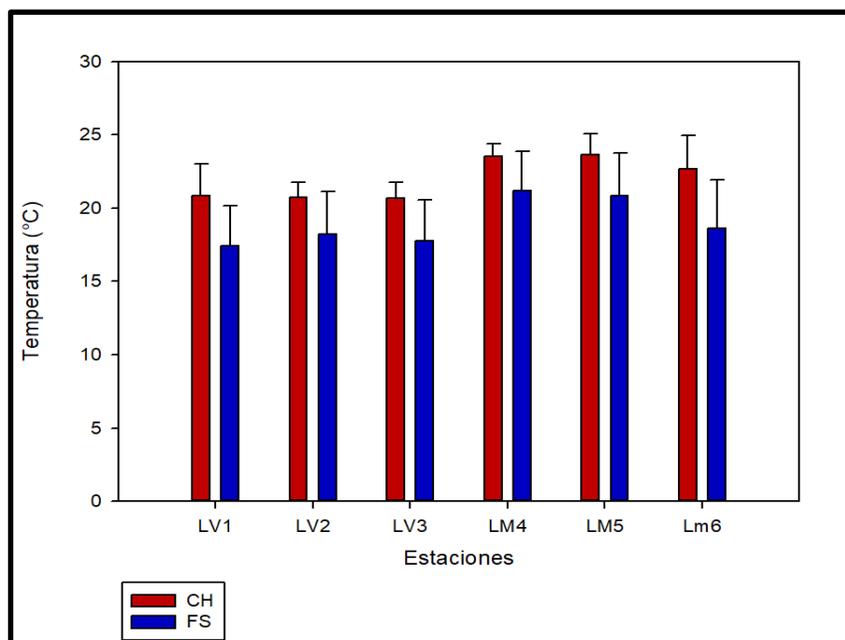


Figura 7. Variación de la temperatura del agua a nivel espacial y temporal en los lagos de Chapultepec.

4.1.2 Oxígeno Disuelto

La concentración de oxígeno disuelto registró datos superiores a los 7 mg de O₂. l⁻¹. El intervalo de la concentración del gas en el agua, de cada estación de muestreo se presenta en la Tabla 1. En promedio, las estaciones del lago Mayor (**LM4** y **LM5**) presentaron las concentraciones más altas de oxígeno en el agua, comparado con el resto de las estaciones (Tabla 1); en un orden decreciente, le prosigue el lago Menor (**Lm6**) y, por último, las estaciones del Lago Viejo (**LV1**, **LV2** y **LV3**) (Tabla 1).

4.1.3 Profundidad

Los lagos de Chapultepec son someros. El L. Viejo posee una profundidad promedio mayor, en el tiempo de estudio sus estaciones de muestreo presentaron el siguiente promedio: en **LV1** de 119.2 ± 9.0 cm, **LV2** de 103.8 ± 10.1 cm y en **LV3** de 90.4 ± 5.4 cm; el L. Mayor registró una menor profundidad promedio, comparado con el L. Viejo. Las estaciones que corresponde a este lago, registraron los siguientes promedios de profundidad: **LM4** de 108.3 ± 18.0 cm y para **LM5** 103.3 ± 10.7 cm; y el **Lm6**, presentó un promedio de 79.1 ± 18.2 cm, este fue el lago más somero de los tres.

4.1.4 Transparencia del agua

La transparencia promedio del agua de cada estación de muestreo, medido a través de la visibilidad del disco de Secchi, se muestran en la Tabla 1. En un orden de menor a mayor de los promedios generales, las transparencias menores se registraron en las estaciones **Lm6**, **LV3** y **LV2**; mientras que **LM5** y **LV1** fueron la que presentaron un valor intermedio; el valor mayor se apreció en **LM4** (Tabla 1).

4.1.5 Conductividad específica K_{25}

En lo que respecta a la conductividad, los intervalos de la variable, en cada estación de muestreo se presentan en la Tabla 1. Con base en los valores promedio, las estaciones **LM5**, **LM4** y **Lm6** registraron los valores más altos y las estaciones **LV1**, **LV2** y **LV3** presentaron los menores.

4.1.6 pH

El pH se mantuvo en valores básicos durante el periodo del muestreo. A nivel espacial, se distinguieron tres grupos (Tabla 1): A) La estaciones **LV1** y **LM4** con valores promedio de pH menores; B) seguido de las estaciones **LV2** y **LV3** con registros intermedios; y C) los que exhibieron datos mayores, que corresponden a **LM5** y **Lm6**.

4.1.7 N-AT

El intervalo de variación de este parámetro se presenta en la Tabla 1. En general, se distinguieron dos grupos de estaciones de muestreo: el primero se conformó por las estaciones **LV1** y **LM4**, que se caracterizó por reunir a las estaciones con una mayor concentración, el promedio fue de 1.58 ± 1.50 mg N-AT \cdot l⁻¹ y 1.35 ± 1.78 mg N-AT \cdot l⁻¹; el segundo grupo, conformado por **LM5**, **Lm6**, **LV3** y **LV2**, se constituyó como un grupo opuesto al primero, ya que las concentraciones fueron menores; estas estaciones en promedio presentaron: 0.33 ± 0.60 mg N-AT \cdot l⁻¹ (**LM5**), 0.17 ± 0.13 mg N-AT \cdot l⁻¹ (**Lm6**), 0.17 ± 0.13 mg N-AT \cdot l⁻¹ (**LV3**) y 0.15 ± 0.07 mg N-AT \cdot l⁻¹ (**LV2**).

4.1.8 N-NO₂⁻¹

En la Tabla 1. se muestra el intervalo de la concentración de N-NO₂⁻¹ en los diferentes puntos de muestreo. De igual manera que en la variable anterior, se distinguieron dos conjuntos de estaciones de muestreo, que se conformaron por: 1) el conjunto integrado por las estaciones que presentaron los mayores valores de nitritos, con promedios de 0.578

$\pm 0.629 \text{ mg N-NO}_2^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ (**LM4**), $0.520 \pm 0.321 \text{ mg N-NO}_2^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ (**LM5**) y $0.292 \pm 0.061 \text{ mg N-NO}_2^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ (**LV1**); y 2) el de menores concentraciones, con valores medios de $0.084 \pm 0.056 \text{ mg N-NO}_2^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ (**LV2**), $0.080 \pm 0.098 \text{ mg N-NO}_2^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ (**Lm6**) y $0.056 \pm 0.094 \text{ mg N-NO}_2^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ (**LV3**).

4.1.9 N-NO₃⁻¹

La dinámica del N-NO₃⁻¹ se muestra en la Tabla 1, las concentraciones promedio se registraron de la siguiente manera: $3.709 \pm 1.235 \text{ mg N-NO}_3^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ en **LV1**, de $2.257 \pm 0.583 \text{ mg N-NO}_3^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ en **LV2**, $2.070 \pm 0.584 \text{ mg N-NO}_3^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ en **LV3**, para **LV4** de $8.097 \pm 2.43 \text{ mg N-NO}_3^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$, mientras que en **LV5** se registró $5.316 \pm 0.678 \text{ mg N-NO}_3^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ y en **Lm6** fue de $1.787 \pm 0.349 \text{ mg N-NO}_3^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$. Las concentraciones mayores de N-NO₃⁻¹, se encontraron en las estaciones **LM4**, **LM5** y **LV1** y las menores en las estaciones **LV2**, **LV3** y **Lm6**.

4.1.10 Fósforo Total (P-Total)

La concentración del fósforo total fue ligeramente variable en las estaciones de muestreo a lo largo del tiempo de estudio. Se distinguieron dos grupos de estaciones: el primer grupo se conformó por las estaciones **LM4** y **LV1** (el rango de cada estación se muestra en la Tabla 1). Este grupo obtuvo un promedio de $0.62 \pm 0.23 \text{ mg P-Tota} \cdot \text{l}^{-1}$ y $0.51 \pm 0.11 \text{ mg P-Total} \cdot \text{l}^{-1}$ respectivamente; el segundo grupo se integró por las estaciones **Lm6**, **LM5**, **LV2** y **LV3** (Tabla 1). El promedio de **Lm6** fue de $0.48 \pm 0.16 \text{ mg P-Total} \cdot \text{l}^{-1}$, de $0.40 \pm 0.10 \text{ mg P-Total} \cdot \text{l}^{-1}$ en **LM5**, **LV2** de $0.34 \pm 0.08 \text{ mg P-Total} \cdot \text{l}^{-1}$ y de $0.34 \pm 0.17 \text{ mg P-Total} \cdot \text{l}^{-1}$ en **LV3**.

4.1.11 Clorofila a

La dinámica de la clorofila a en los meses de muestreo se presenta en la Tabla 1. En esta variable, las estaciones de muestreo se agruparon en dos conjuntos; estos grupos fueron: a) Las estaciones **LM4**, **LM5** y **LV1** con las menores concentraciones; y b) las estaciones **LV2**, **LV3** y **Lm6** como las estaciones que tuvieron la mayor concentración (Tabla 1).

Tabla 1. Resultados de las variables físico, químicas y biológicas del agua de los lagos de Chapultepec presentados por estación de muestreo.

Estaciones de muestreo Variable	Lago Viejo			Lago Mayor		Lago Menor
	LV1	LV2	LV3	LM4	LM5	Lm6
Temperatura (°C)	19.1 ± 2.7 Min. = 13.1, en 2016 Max. = 22.6, my 2015	19.5 ± 2.5 Min. = 13.6, en 2016 Max. = 22.1, mr 2016	19.3 ± 2.6 Min. = 13.9, en 2016 Max. = 22.3, ag 2015	21.5 ± 2.6 Min. = 17.4, en 2016 Max. = 25.7, ab 2015	22.3 ± 2.6 Min. = 16.4, en 2016 Max. = 25.1, my 2015	20.6 ± 3 Min. = 14.5, en 2016 Max. = 24, ag 2015
Oxígeno disuelto (mg de O ₂ . l ⁻¹)	12.56 ± 2.43 Min. = 8.4, fb 2016 Max. = 15.9, oc 2015	11.75 ± 1.45 Min. = 8.7, my 2015 Max. = 14.4, fb 2015	10.56 ± 1.23 Min. = 8.7, jn 2015 Max. = 12.7, dc 2015	13.12 ± 2.67 Min. = 8.3, fb 2016 Max. = 16.5, dc 2015	15.52 ± 2.23 Min. = 9.91, fb 2016 Max. = 18.2, en 2016	12.55 ± 1.95 Min. = 9.90, fb 2016 Max. = 17.1, jl 2015
Profundidad (cm)	119.2 ± 9.0 Min. = 100, ab-jn 2015 Max. = 130, fb y mr 2015	103.8 ± 10.7 Min. = 90, nv 2015 Max. = 130, jn 2015	90.4 ± 5.4 Min. = 80, ag-jn 2015 Max. = 100, sp 2015	108.3 ± 18.0 Min. = 60, ab 2015 Max. = 120, ag 2015	103.3 ± 10.7 Min. = 80, sp 2015 Max. = 120, dc 2015	75.8 ± 20.7 Min. = 50, oc 2015 Max. = 110, dc 2015
Transparencia Secchi (cm)	18.1 ± 9.9 Min. = 7.5, jl 2015 Max. = 40, fb 2016	10.3 ± 3.7 Min. = 3, sp 2015 Max. = 15, ab, jn 2015 y fb 2012	9.6 ± 2.1 Min. = 5, ag 2015 Max. = 12.5, ab 2015	30 ± 5.3 Min. = 20, sp 2015 Max. = 40, fb 2016	16.9 ± 7.7 Min. = 7.5, jl 2015 Max. = 30, fb 2016	6.4 ± 4 Min. = 2, mr 2016 Max. = 15, jl 2015
Conductividad (µS. cm ⁻¹)	472 ± 44 Min. = 416, oc 2015 Max. = 530, fb 2016	445 ± 45 Min. = 384, nv 2015 Max. = 534, mr 2016	435 ± 47 Min. = 368, oc 2015 Max. = 520, mr 2016	513 ± 46 Min. = 419, jn 2015 Max. = 576, fb 2016	519 ± 43 Min. = 457, oc 2015 Max. = 592, mr 2016	513 ± 46 Min. = 436, oc 2015 Max. = 581, jl 2015
pH	9.25 ± 0.35 Min. = 8.71, en 2016 Max. = 9.76, jn 2015	9.74 ± 0.24 Min. = 9.38, jn 2015 Max. = 10, oc 2015	9.75 ± 0.25 Min. = 9.43, en 2016 Max. = 10.13, fb 2016	9.05 ± 0.79 Min. = 7.95, ag 2015 Max. = 11, ab 2015	9.98 ± 0.25 Min. = 9.38, ab 2015 Max. = 10.3, ag 2015	10.22 ± 0.26 Min. = 9.63, nv 2015 Max. = 10.5, jn 2015
N-AT (mg N-AT .l ⁻¹)	1.58 ± 1.50 Min. = 0.24, jn 2015 Max. = 3.95, fb 2016	0.15 ± 0.07 Min. = 0.08, dc 2015 Max. = 0.30, en 2016	0.17 ± 0.13 Min. = 0.02, dc 2015 Max. = 0.53, jl 2015	1.35 ± 1.78 Min. = 0.05, nv 2015 Max. = 5.85, fb 2016	0.33 ± 0.60 Min. = 0.04, nv 2015 Max. = 2.20, fb 2016	0.17 ± 0.13 Min. = 0.02, dc 2015 Max. = 0.53, jn 2015

* Media ± Desviación Estándar. Enero = en, febrero = fb, marzo= mar, abril = ab, mayo = my, junio = jn, julio = jl, agosto = ag, octubre = oc, noviembre = nv, diciembre = dc.

Tabla 1. Continuación de la Tabla. Resultados de las variables físico, químicas y biológicas del agua de los lagos de Chapultepec presentados por estación de muestreo.

Estaciones de muestreo Variable	Lago Viejo			Lago Mayor		Lago Menor
	LV1	LV2	LV3	LM4	LM5	Lm6
N-NO ₂ ⁻¹ (mg N-NO ₂ ⁻¹ .l ⁻¹)	0.292 ± 0.061 Min. = 0.129, nv 2015 Max. = 0.343, jn 2015	0.084 ± 0.056 Min. =0.004, my 2015 Max. = 0.17, jn 2015	0.056 ± 0.094 Min. = 0.003, nv 2015 Max. = 0.326, ab 2015	0.578 ± 0.629 Min. = 0.004, nv 2015 Max. =2.425, mr 2016	0.520 ± 0.321 Min. =0.255, my 2015 Max.=1.375, mr 2016	0.080 ± 0.098 Min. = 0.003, oc 2015 Max. = 0.335, jn 2015
N-NO ₃ ^{*1} (mg N-N-NO ₃ ⁻¹ .l ⁻¹)	3.709 ± 1.235 Min. =2.398, nv 2015 Max. =6.758, jn 2015	2.257 ± 0.583 Min. =1.296, ab 2015 Max. =3.375, fb 2016	2.070 ± 0.584 Min. =1.31, ab 2015 Max. =3.241, fb 2016	8.097 ± 2.43 Min. =1.296, ab 2015 Max. =10.42, dc 2015	5.316 ± 0.678 Min. =4.119, sp 2015 Max. =6.663, jn 2015	1.787 ± 0.349 Min. =1.358, jl 2015 Max. =2.356, fb 2016
P. Total (mg P-Total .l ⁻¹)	0.51 ± 0.10 Min. = 0.33, oc 2015 Max. = 0.75, sp 2015	0.34 ± 0.08 Min. = 0.18, ab 2015 Max. = 0.53, sp 2015	0.42 ± 0.32 Min. = 0.24, oc 2015 Max. = 0.47, ab 2015	0.62 ± 0.23 Min. = 0.28, mr 2016 Max. = 1.21, oc 2015	0.40 ± 0.09 Min. = 0.26, dc 2015 Max. = 0.55, jn 2015	0.47 ± 0.16 Min. = 0.22, oc 2015 Max. = 0.83, fb 2016
Clor a (µg clor a .l ⁻¹)	338 ± 101 Min. = 150, en 2016 Max. = 498, ab 2015	431 ± 93 Min. = 220, mr 2016 Max. = 550, ab 2015	426 ± 89 Min. = 250, mr 2016 Max. = 505, jn 2015	298 ± 154 Min. =105, my 2015 Max. = 680, fb 2016	322 ± 124 Min. = 200, oc 2015 Max. = 605, mr 2016	474 ± 184 Min. = 240, jl 2015 Max. = 780, fb 2015

* Media ± Desviación Estándar. Enero = en, febrero = fb, marzo= mar, abril = ab, mayo = my, junio = jn, julio = jl, agosto = ag, octubre = oc, noviembre = nv, diciembre = dc.

4.1.12 Análisis multivariado

Con el ANOSIM, se determinó que no hubo diferencias estadísticas en los parámetros evaluados e los lagos de Chapultepec, entre las épocas **CH** y **FS** de la localidad de estudio ($R_{\text{GLOBAL}} = 0.06$). No obstante, el factor "estaciones de muestreo" si resultó contrastante ($R_{\text{GLOBAL}} = 0.04$). Al determinar las diferencias estadísticas a nivel espacial entre las estaciones de muestreo, se prosiguió a realizar el análisis de agrupamiento (Cluster) con el método de Ward y una correlación de Pearson, para agrupar las estaciones de muestreo con todas las variables físico, químicas y biológicas medidas durante el ciclo anual y discernir las discrepancias espaciales; se formaron dos grupos: en el primero se ubicaron las estaciones que corresponden en su totalidad al lago Mayor y una estación del lago Viejo (**LV1**, **LM4** y **LM5**). El segundo grupo, correspondió a dos estaciones del lago Viejo y a la del lago Menor (**LV2**, **LV3** y **Lm6**) (Fig.8).

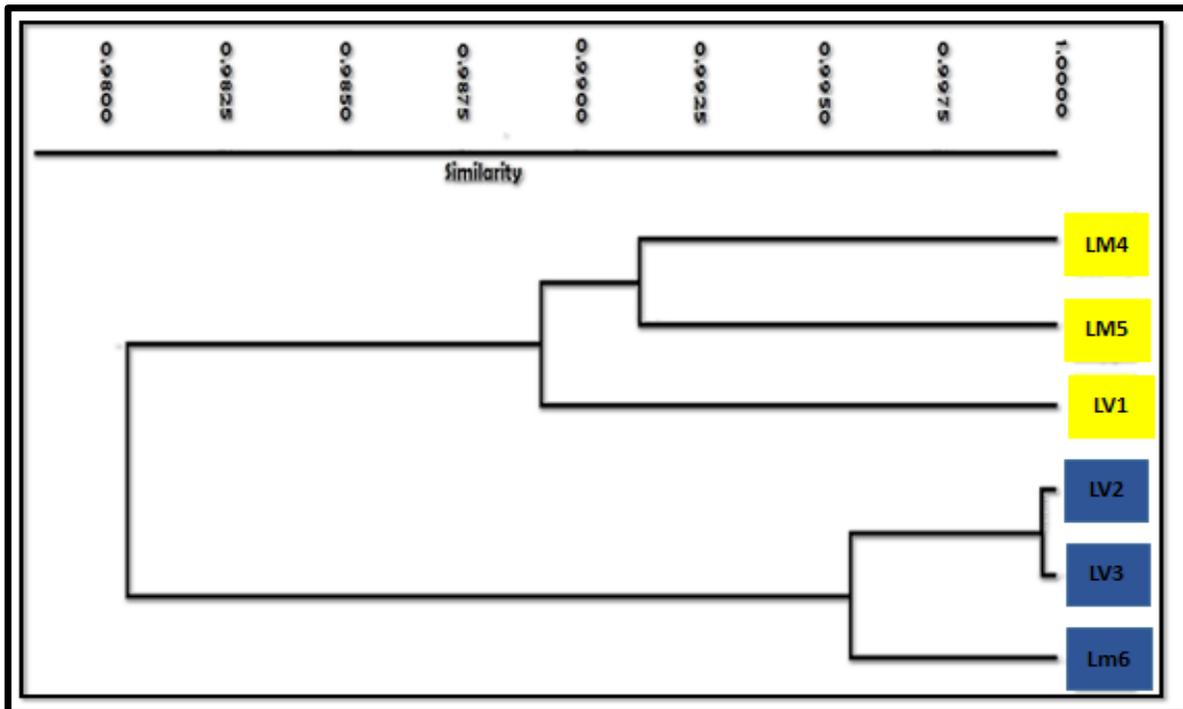


Figura 8. Análisis de agrupamiento con los parámetros fisicoquímicos medidos en los lagos de Chapultepec.

Con respecto al análisis MSD (Fig.8), se aprecia que las distancias dimensionales ejercidas por las variables de respuesta (parámetros fisicoquímicos) en cada época y estación de muestreo se agrupan conforme al resultado del ANOSIM (las épocas de muestreo son iguales con diferencias espaciales en los lagos) y a lo observado en el cluster del análisis de agrupamiento (diferencias y semejanzas entre las estaciones); en una dimensión se observa un cúmulo de puntos que corresponden a la agrupación de las estaciones **LV2**, **LV3** (con una acortada distancia dimensional) y **Lm6** (comienza a ampliarse la separación); con respecto a las estaciones **LV1**, **LM4** y **LM5**, en otra dimensión se aprecia su agrupación, con ligeras separaciones en las distancias dimensionales. Al analizar en el gráfico la influencia de las variables fisicoquímicas y biológicas, en primera instancia, las variables de respuesta explican el 33.5% de la variación en la primera dimensión, que, junto con la segunda y tercera acumulan el 64%. Las correlaciones con mayor relevancia, de los parámetros fisicoquímicos y biológicos y las estaciones de muestreo fueron las siguientes: el pH (0.78), transparencia Secchi (-0.77), $N-NO_2^{-1}$ (-0.76), profundidad (-0.70) y el N-AT (-0.68). El resto de las correlaciones se muestran en el ANEXO I; con respecto a la dirección de los vectores, el del pH se direcciona hacia el grupo de las estaciones **LV2**, **LV3** y **Lm6** que presentaron los valores más altos, mientras que en su dirección opuesta se ubican las variables N-AT y profundidad en donde se ubica el grupo conformado por **LV1**, **LM4** y **LM5** con las concentraciones y registros mayores; en esta misma agrupación se direccionan los vectores de la transparencia (medida con el disco Secchi), el $N-NO_2^{-1}$, $N-NO_3^{-1}$ y P-Total al obtener los registros más altos, mientras que el de clorofila a apunta en dirección contraria al otro grupo (**LV2**, **LV3** y **Lm6**)(Fig.9).

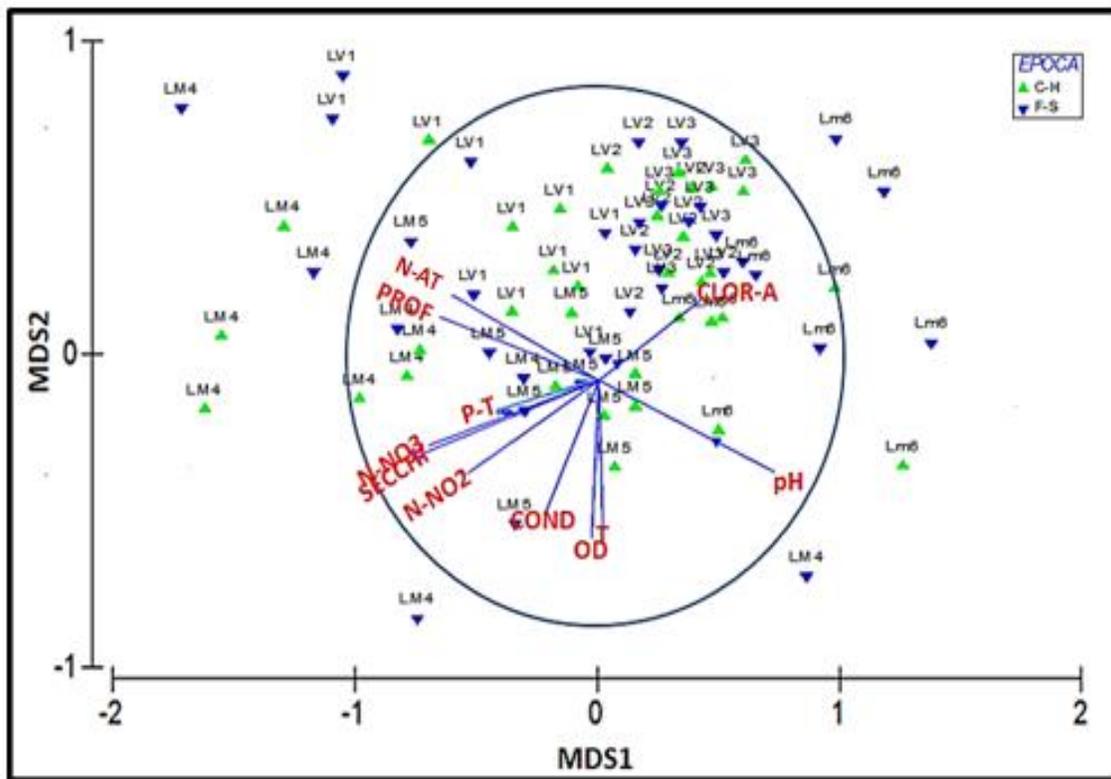


Figura 9 Gráfico de escalamiento multidimensional por estaciones y épocas de muestreo con las variables fisicoquímicas y biológicas medidos en los L. de Chapultepec.

4.1.13 Proporciones de amonio ionizado y no ionizado

Las proporciones de amonio ionizado (NH_4^+) y no ionizado (NH_3) se rigen principalmente por el pH y en menor medida por la temperatura. Como ya se describió, cada lago presentó variaciones en el pH entre las estaciones de muestreo y en la temperatura a un nivel temporal, por lo que se esperaba que la proporción de $\text{NH}_4^+/\text{NH}_3$ también difiera entre las estaciones a lo largo del tiempo de estudio. Las estaciones **LV1** y **LM4** fueron las que presentaron las mayores concentraciones de N-AT y los menores valores de pH, por lo que se observó un predominio de la fracción NH_4^+ entre un 60 y 86% en **LV1** y de 60 a 97% en **LM4** (Fig. 10).

Las estaciones **LV2**, **LV3**, **LM5** y **Lm6** fueron las de menor concentración de N-AT y con altos valores de pH. La fracción NH_3 fue la que predominó a lo largo del estudio, entre un 58 y 86 % en **LV2**, de 57% a 84% en **LV3**, desde un 57% hasta el 91% en **LM5** y en **Lm6** del 75 al 95% (Fig. 10).

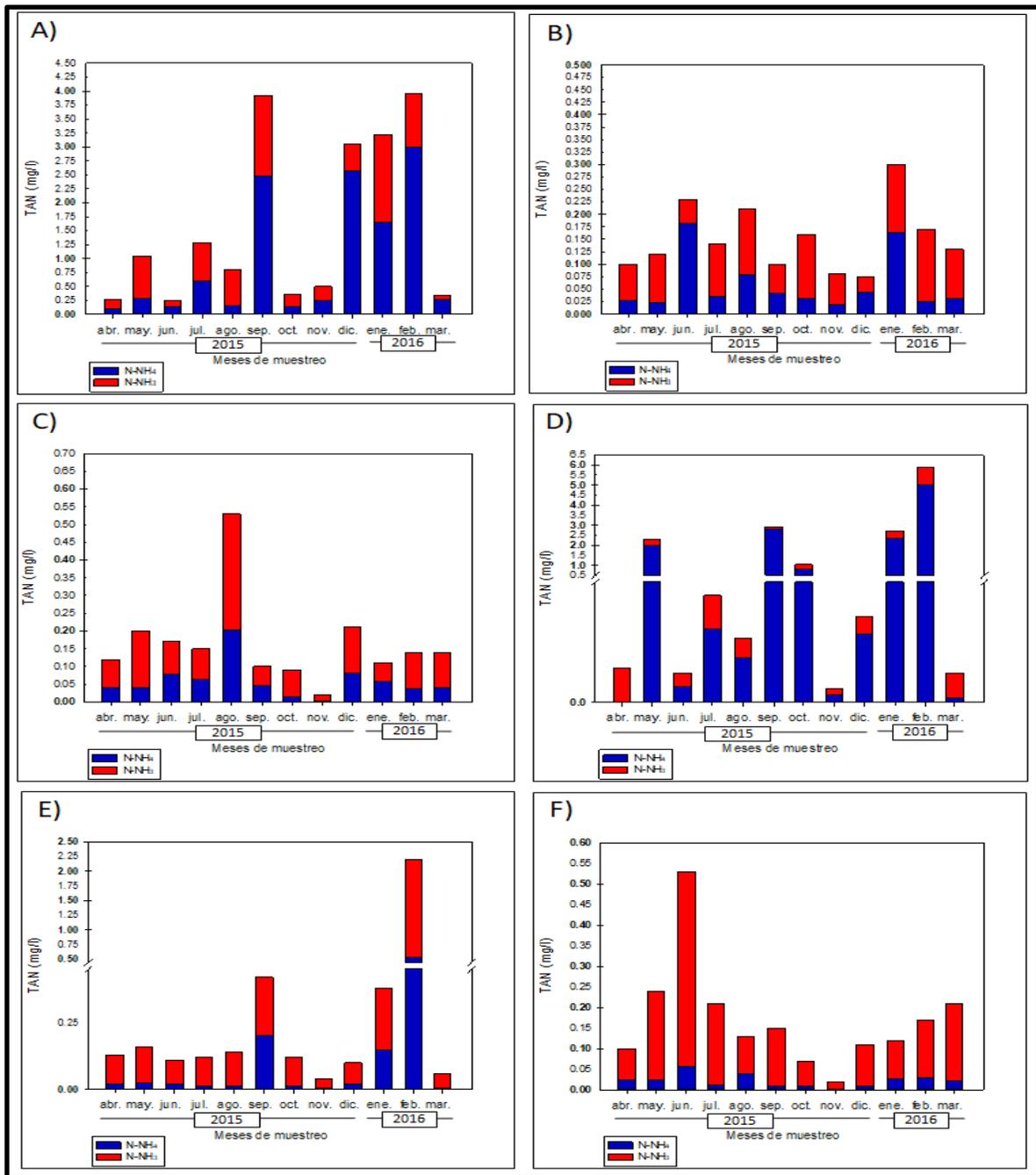


Figura 10. Proporciones de las fracciones de amonio ionizado (NH_4^+) y desionizado (NH_3) en las estaciones de muestreo de los lagos Chapultepec en el tiempo de estudio. A) LV1, B) LV2, C) LV3, D) LM4, E) LM5 y F) Lm6.

4.1.14 Índice de Estado Tráfico

Los resultados del índice de Carlson muestran que el estado tráfico de los tres lagos de Chapultepec es de tipo hipereutrífico (>60 unidades). A lo largo del periodo de muestreo no sucedieron cambios hacia un estado tráfico menor. Del L. Viejo, la estación **LV1** tuvo una variación de 85 ± 6.6 a 94 ± 7.8 unidades, **LV2** de 86 ± 6.9 a 94 ± 6.4 unidades y **LV3** de 89 ± 5.3 a 93 ± 6.7 unidades; en el L. Mayor, **LV4** registró valores de 84 ± 13.2 a 88 ± 12.5 unidades y **LV5** entre 83 ± 5.2 y 92 ± 5.3 unidades; y **Lm6** del L. Menor presentó un índice desde 86 ± 1.2 unidades, hasta 98 ± 2.0 unidades (Fig. 11).

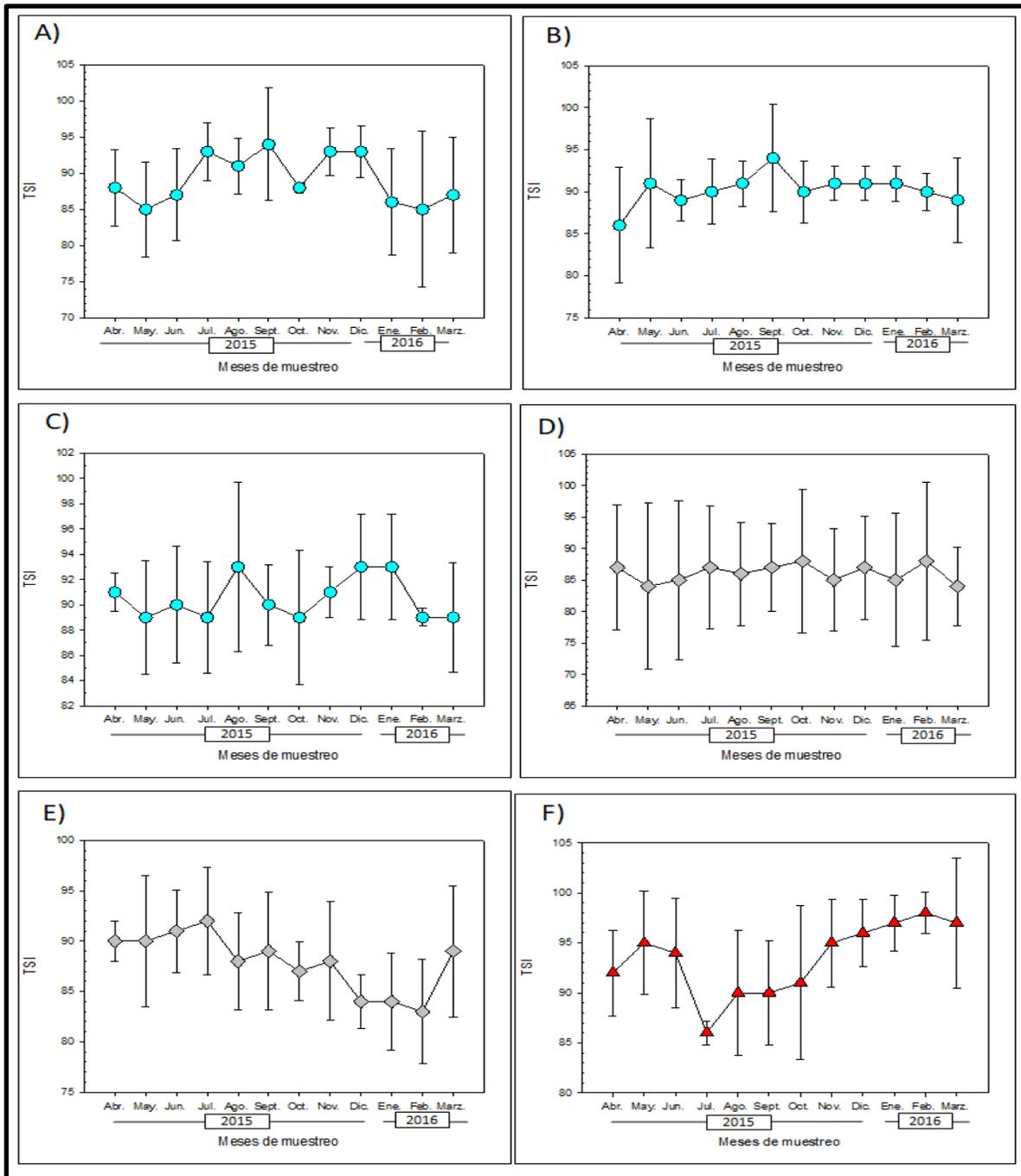


Figura 11. Estado trófico de los lagos de Chapultepec, a través del Índice de Carlson (1977). A) LV1, B) LV2, C) LV3, D) LM4, E) LM5 y F) Lm6.

CAPÍTULO 2

Evaluación del balance de energía del *G. viviparus*

CAPÍTULO 2

Con base en la información que se obtuvo en la caracterización de los parámetros fisicoquímicos y biológicos de los lagos de Chapultepec, se identificó un marco de referencia para establecer los tratamientos con los que se experimentaron para evaluar el balance de energía de los peces. Estos tratamientos reflejaron la variación espacial de las concentraciones de N-AT y N-NO₂⁻¹ y el cambio de temperatura estacional de los lagos de Chapultepec.

1. Preguntas de investigación

Como recapitulación, las preguntas exclusivas de este capítulo, que se disponen a contestar son las siguientes:

Bajo condiciones controladas en laboratorio:

¿Cuál es el efecto en las tasas de consumo de alimento del *G. viviparus*, al exponerlos a las condiciones ambientales de temperatura temporales y a las concentraciones espaciales de N-AT y N-NO₂⁻¹ que se presentan en los lagos de Chapultepec?

¿Cómo afecta la exposición a las condiciones ambientales temporales de temperatura y a las concentraciones espaciales de N-AT y N-NO₂⁻¹ que ocurren en los lagos de Chapultepec, en el crecimiento y la tasa metabólica del *G. viviparus*?

¿Qué efectos ocurren en la energía que pierden los *G. viviparus* por la excreción nitrogenada y producción fecal, al exponerlos a las condiciones ambientales temporales de temperatura y a las concentraciones espaciales de N-AT y N-NO₂⁻¹ que se presentan en los lagos de Chapultepec?

2. Objetivos

El objetivo general del proyecto de investigación y que se recapitula para este capítulo, fue el siguiente:

Evaluar los efectos que ejercen como factores ambientales las concentraciones de N-AT y N-NO₂⁻¹, así como la variación estacional de temperatura que se presenta en los lagos de Chapultepec, en los elementos de la ecuación del balance energético del Mexclapique, *G. viviparus*.

Los objetivos particulares que se derivan de lo anterior y que son exclusivos de este capítulo, fueron los siguientes:

Evaluar y comparar en condiciones de laboratorio las tasas de consumo de alimento, la tasa metabólica (a partir del consumo de oxígeno), la excreción amoniacal, producción de heces y el crecimiento de los mexclapiques a dos temperaturas (17 °C y 23 °C) con diferentes concentraciones de N-AT (0, 0.2, 0.5 y 1 mg l⁻¹) y N-NO₂⁻¹ (0, 0.250 y 0.450 mg l⁻¹).

Determinar cuanta energía utilizan los peces en el crecimiento, metabolismo, excreción amoniacal y formación de heces ante las condiciones experimentales establecidas.

Integrar los elementos de la ecuación general del balance de energía con un enfoque bioenergético global para conocer el desempeño de los organismos ante las condiciones experimentales.

3. Materiales y Método

3.1 Evaluación del Balance de Energía del *G. viviparus*

3.1.1 Diseño experimental

Se establecieron 12 tratamientos. A dos temperaturas diferentes se ensayaron con cinco concentraciones experimentales de N-AT (3) y N-NO₂⁻¹(2) y dos controles de referencia (Tabla 2 y 3). Recordemos que mediante el análisis de agrupamiento (Cluster), se formaron dos grupos con diferencias a nivel espacial: 1) conformado por **LV1, LM4 y LM5**; y 2) por **LV2, LV3 y Lm6**.

En cada conjunto, se promediaron los valores registrados en el **N-AT, N-NO₂⁻¹ y pH**, a partir de estos promedios se seleccionaron las siguientes concentraciones nominales: tres para **N-AT**. 1) **0.9 – 1** (1.14 ± 0.17) mg N-AT · l⁻¹, como representación de la concentración promedio mayor que corresponde al primer grupo del cluster, 2) **0.1 – 0.2** (0.25 ± 0.04) mg N-AT · l⁻¹ como el promedio de la concentración baja del segundo grupo y 3) **0.4 – 0.5** (0.56 ± 0.05) mg N-AT · l⁻¹ que plasmó una concentración intermedia entre los dos grupos, debido a que **LM5** no siempre presentó concentraciones altas a lo largo del monitoreo; se escogieron dos concentraciones de **N-NO₂⁻¹** con un criterio similar al que se aplicó en la selección de las concentraciones de N-AT:1) **0.350 – 0.450** (0.453 ± 0.030) mg N-NO₂ · l⁻¹ en representación del primer grupo y 2) **0.150 – 0.250** (0.231 ± 0.025) mg N-NO₂ · l⁻¹ como

un valor intermedio entre los dos grupos contrastantes (grupo mayor y menor); siguiendo con el mismo criterio de selección, para cada concentración experimental, se fijó un valor de **pH** de la siguiente manera: 1) **8.9 – 9.1** (8.85 ± 0.27) para las concentraciones mayores (Grupo 1 presentó los valores de pH bajos); 2) **9.7 – 10** (9.90 ± 0.17) para las menores (Grupo 2 presentó valores de pH altos); y 3) **9.3 – 9.5** (9.5 ± 0.13) para los valores intermedios (Tabla 2 y 3).

Como se observó una variación en la temperatura del agua, producto del efecto de la estacionalidad en la zona de estudio, se seleccionaron dos temperaturas: 1) **23°C** (Época **CH**) y 2) **17 °C** (Época **FS**); cada concentración de N-AT y N-NO₂⁻¹ se experimentó con ambas temperaturas. Para tener un tratamiento de referencia o control, se asignaron dos (uno a **17** y otro a **23 °C**), estos se caracterizaron por presentar concentraciones cercanas a cero de N-AT y N-NO₂⁻¹ (0.035 ± 0.01 mg N-AT·l⁻¹; 0.0015 ± 0.01 mg N-NO₂⁻¹·l⁻¹) y un pH en el agua con tendencia a la neutralidad (7.55 ± 0.22) (Tabla 2y 3).

Tabla 2. Tratamientos establecidos con N-AT para la evaluación del balance de energía de los mexclapiques. Concentraciones nominales de N-AT. Valores promedio reales y desviaciones estándar observados durante el experimento.

TRATAMIENTOS	C 23	A.1. 23	A.2. 23	A.3. 23
mg de N-AT ·l ⁻¹ (nominal)	0	0.2	0.5	1
mg de N-AT ·l ⁻¹ (real)	0.05 ± 0.01	0.20 ± 0.03	0.53 ± 0.05	1.07 ± 0.18
Temperatura (°C)	22.3 ± 0.4	22.5 ± 0.3	22.5 ± 0.3	22.6 ± 0.2
pH	7.55 ± 0.22	9.90 ± 0.17	9.47 ± 0.12	8.9 ± 0.27
Oxígeno disuelto (mg l ⁻¹)	5.96 ± 0.11	6.04 ± 0.16	6.02 ± 0.18	5.98 ± 0.06
TRATAMIENTOS	C 17	A.1. 17	A.2. 17	A.3. 17
mg de N-AT ·l ⁻¹ (nominal)	0	0.2	0.5	1
mg de N-AT ·l ⁻¹ (real)	0.02 ± 0.01	0.29 ± 0.05	0.58 ± 0.04	1.2 ± 0.15
Temperatura (°C)	17.2 ± 0.4	17.5 ± 0.2	17.4 ± 0.3	17.1 ± 0.1
pH	7.55 ± 0.22	9.90 ± 0.17	9.47 ± 0.12	8.79 ± 0.27
Oxígeno disuelto (mg l ⁻¹)	6.96 ± 0.21	7.04 ± 0.30	7.02 ± 0.30	6.98 ± 0.10

Tabla 3. Tratamientos establecidos con N-NO_2^{-1} para la evaluación del balance de energía de los mexclapiques. Concentraciones nominales de N-NO_2^{-1} . Valores promedio reales y desviaciones estándar observados durante el experimento.

TRATAMIENTOS	C 23	N.1. 23	N.2. 23
mg de $\text{N-NO}_2^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ (nominal)	0	0.25	0.45
mg de $\text{N-NO}_2^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ (real)	0.002 ± 0.001	0.241 ± 0.03	0.453 ± 0.025
Temperatura ($^{\circ}\text{C}$)	22.3 ± 0.4	22.5 ± 0.3	22.5 ± 0.3
pH	7.55 ± 0.22	9.52 ± 0.12	8.9 ± 0.14
Oxígeno disuelto (mg l^{-1})	5.96 ± 0.11	6.1 ± 0.15	5.96 ± 0.08
TRATAMIENTOS	C 17	N.1. 17	N.2. 17
mg de $\text{N-NO}_2^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ (nominal)	0	0.25	0.45
mg de $\text{N-NO}_2^{-1} \cdot \text{l}^{-1}$ (real)	0.001 ± 0.001	0.221 ± 0.02	0.483 ± 0.035
Temperatura ($^{\circ}\text{C}$)	17.2 ± 0.4	17.5 ± 0.3	17.1 ± 0.5
pH	7.55 ± 0.22	9.52 ± 0.14	8.9 ± 0.12
Oxígeno disuelto (mg l^{-1})	6.96 ± 0.21	7.1 ± 0.10	6.96 ± 0.45

3.1.2 Obtención y Aclimatación de los organismos

Los mexclapiques, no se obtuvieron de los lagos Chapultepec, por lineamientos establecidos por los encargados del Bosque de Chapultepec. En ellos, se solicitó no utilizar técnicas de tipo invasivas para la fauna que albergan los lagos. Los organismos se obtuvieron del **Centro de Investigaciones Biológicas y Acuícolas de Cuernavaca** (CIBAC) de la Universidad Autónoma Metropolitana (UAM), sitio registrado por la SERMANAT como una Unidad de Manejo de Vida Silvestres de tipo múltiple; estos organismos en etapa juvenil se habían mantenido en condiciones de laboratorio ($T= 18\text{ }^{\circ}\text{C}$; $\text{pH}= 8.2$; Conductividad= $380\ \mu\text{S. cm}^{-1}$; $\text{N-AT}= 0.08\ \text{mg N-AT} \cdot \text{l}^{-1}$) y correspondían a una segunda generación de organismos, que fueron extraídos del lago de conservación de flora y fauna del ejido de San Gregorio Atlapulco. Los mexclapiques se transportaron al Laboratorio de Limnología Tropical de la FES-Iztacala en bolsas de polietileno insufladas con aire.

Posteriormente, y previo al experimento, se seleccionaron de manera aleatoria los peces a exponerse a los diferentes tratamientos experimentales y se sometieron a un periodo de aclimatación de tres semanas (Environment Canada, 2000; American Society for Testing and Materials, 2009). Este consistió en modificar de manera gradual (Cada 24 h) $1\text{ }^{\circ}\text{C}$ la temperatura y 0.3 unidades el nivel pH hasta alcanzar las condiciones establecidas por los tratamientos (Condiciones iniciales: $T= 18\text{ }^{\circ}\text{C}$; $\text{pH}= 8.2$). También, se mantuvieron en niveles cercanos a cero las concentraciones de N-AT y N-NO_2^{-1} ($\text{N-AT}= 0.04$

mg N-AT·l⁻¹; N-NO₂⁻¹ = 0.03 mg N-NO₂⁻¹ l⁻¹). En este tiempo, los peces fueron alimentados a saciedad con alimento formulado (30%) y alimento vivo (*Daphnia pulex*, 70%).

3.1.3 Fase experimental

Al concluir el periodo de aclimatación, se inició la fase experimental con los organismos. Los experimentos consistieron en exponer de manera crónica y semiestática a cinco mexclapiques, a cada una de las condiciones establecidas por los tratamientos (Tabla 2 y 3) por un periodo de 30 días; los peces fueron enumerados para su identificación y contaban con un peso húmedo entre 0.2 y 1.4 g. Las concentraciones de N-AT y N-NO₂⁻¹, se dosificaron a partir de soluciones madre de 1 g· l⁻¹ de cloruro de amonio (NH₄Cl) y nitrito de sodio (NaNO₂); y con respecto a el pH del agua, la variable se mantuvo al agregar soluciones de carbonato de sodio (Na₂CO₃).

Para realizar las exposiciones, se delimitaron 12 peceras de 37 l de capacidad con agua, estos contuvieron cinco espacios de acrílico que se denominaron como las unidades experimentales (u.e) y ahí se mantuvieron de manera individualizada los peces (Fig.13.); los espacios se les asignaron a los peces de forma aleatoria. Durante los 30 días del experimento, en cada u.e de los bloques, se monitorearon diariamente las variables de los tratamientos: la temperatura y el oxígeno disuelto con un multiparámetro YSI Mod. 85; el pH con un potenciómetro Conductronics PH10; el N-AT y N-NO₂⁻¹, por cada variable, se tomaron muestras de 25 ml de agua y sus concentraciones se determinaron por el método de Nesslerización (N-AT) y diazotización del ácido sulfanílico y acoplación con ácido cromotrópico (N-NO₂⁻¹) en un equipo HACH DREL/ 2000. Cada tercer día, se realizaron recambios de agua del 25% de la capacidad del volumen de los bloques, con una concentración de **N-AT** y **N-NO₂⁻¹** para renovar las concentraciones que se perdieron al retirar el agua almacenada en los bloques.

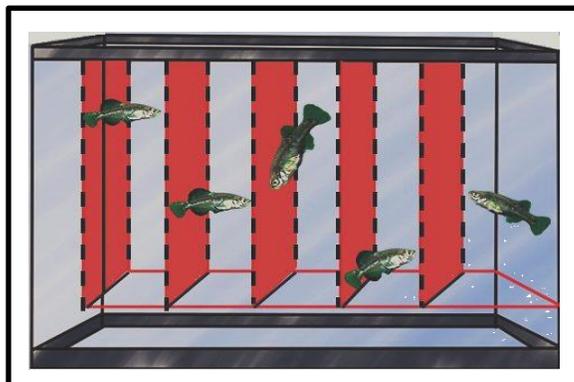


Figura 13. Ejemplar de un bloque con las unidades experimentales (u.e) que se utilizaron para la evaluación del balance de energía.

Durante y al final del periodo experimental, en los mexclapiques se evaluó lo siguiente:

3.1.3.1 Tasa de consumo y aporte de energía del alimento (C)

Se contabilizó de manera individual y por tratamiento la cantidad de alimento consumido por los organismos durante los 30 días. Los peces se alimentaron cada tercer día, en un tiempo de cuatro horas con una ración del 5% de su peso corporal con alimento comercial balanceado para peces y a saciedad con *Daphnia pulex* (organismos de 2 mm).

Al terminar el tiempo establecido para la alimentación, se procedió a retirar por sifoneo y a coleccionar por filtración del agua (malla de 40 μm) el alimento que no fue consumido. Para precisar la cantidad de alimento consumido, se contabilizó el número de cladóceros que se retiraron al momento de sifonear, mientras que para el remanente del alimento comercial se efectuó un pretratamiento de secado por evaporación del agua hasta alcanzar un peso constante, en una estufa convencional a 60 °C; a estos valores remanentes se le restó a la cantidad de alimento vivo y formulado que fue suministrado inicialmente para obtener el consumo de ambos tipos de alimento (Cladoceros en unidades de número de org.; Alimento comercial en g base seca).

Para expresar la tasa de consumo de los mexclapiques, se sumó la cantidad de alimento formulado, con el resultado de la multiplicación del número de cladóceros consumidos por una biomasa promedio del peso seco de *Daphnia pulex* (50 μg peso seco); este promedio se calculó a partir de una muestra de cladóceros que se utilizó para alimentar a los peces.

Posteriormente, se cuantificó el aporte de energía que obtuvieron los peces del alimento que consumieron. Para ello, primero se determinó el contenido calórico del alimento formulado y vivo; el del formulado se obtuvo por incineración en un calorímetro Parr 1455, previamente estandarizado con ácido benzoico (J/g) y el vivo se estableció con base en revisiones bibliográficas de la especie utilizada (J/g); con los valores del contenido calórico de los alimentos, estos se multiplicaron con la cantidad de alimento consumido y se dividió entre el peso de los peces (J/ g PS/ día); el peso seco de los organismos experimentales se obtuvo al final de los 30 días de experimento, al efectuarse un proceso de secado a 60 °C hasta alcanzar una biomasa constante. Una vez obtenido estos valores, en cada tratamiento se calcularon regresiones potenciales para describir el consumo de energía a partir del alimento con respecto al peso de los organismos.

3.1.3.2 Pérdida de energía por producción de Heces (F)

Las pérdidas energéticas por heces se evaluaron al cuantificar su producción a nivel individual en cada tratamiento. Cada día se recolectó el material fecal por sifoneo y filtración del agua (malla de 40 µm de abertura); se registró su cantidad en base seca, posteriormente de efectuarse un pretratamiento de secado en una estufa convencional (60° C) y de que alcanzaran un peso constante. Para estimar la tasa de producción de heces en unidades energéticas (J/ g PS/ día), primero se evaluó el contenido energético del material fecal por incineración en un calorímetro (Parr 1455) y se multiplicó por la cantidad de heces producida (Espina *et al.*, 1987); al final, se calculó el cociente de la energía en el producto fecal y el peso del organismo experimental. Se desarrollaron regresiones de tipo potenciales (peso de los organismos - producción de heces) para describir la pérdida de energía de los peces por producción de heces.

3.1.3.3 Energía canalizada al metabolismo aerobio (R)

Para estimar la energía que canalizaron los peces en esta variable, se evaluó el metabolismo de rutina, al medir el consumo de oxígeno de los peces y expresarlo como una tasa en condiciones de ayuno ($QO_2 = \text{mg } O_2 / \text{g PS} / \text{h}$) (Phillips, 1972; Brett, 1979).

El consumo de oxígeno (VO_2) se midió en cada uno de los organismos de cada tratamiento por 12 horas en cámaras respirométricas semicerradas; estas contuvieron agua con las características de temperatura, pH y las concentraciones de **N-AT** o **N-NO₂⁻¹** a los que se expusieron los peces, de acuerdo a su tratamiento establecido; estas cámaras también se sumergieron de manera parcial en un reservorio de agua, con la temperatura

establecida por el tratamiento. Se utilizaron como controles, dos cámaras sin peces, para determinar el consumo del oxígeno por parte de los microorganismos. Previo a las mediciones, los peces se aclimataron por 24 h a las condiciones de las cámaras respirométricas.

Concluido este periodo, se iniciaron las mediciones del consumo de oxígeno de los peces, estas consistieron en registrar una lectura inicial del oxígeno disuelto en el agua de la cámara, con un oxímetro HACH HQ 30 (previamente calibrado); posteriormente a las cámaras se les interrumpió el flujo de aire y se cerraron herméticamente por dos horas, al finalizar el tiempo, se registró una segunda medición del oxígeno que se consideró como la final; después, se procedió a recambiar en un 50% los niveles de agua y a restablecer el flujo de oxígeno de las cámaras por un lapso de dos horas, para repetir el mismo procedimiento. En total se realizaron tres mediciones en los siguientes tiempos: T₁: 08:00 - 10:00 h, T₂: 13:00 - 15:00 h, T₃: 17:00 - 19:00 h.

El VO₂ de los peces de cada tratamiento, se obtuvo a partir de calcular la diferencia entre la concentración inicial y final del oxígeno disuelto en el agua de las cámaras (corregido con los valores obtenidos de las cámaras controles) y expresarlo en mg O₂/ g PH/ h. Al obtener estos resultados, se procedió a transformarlos en equivalentes de gasto de energía al aplicar un coeficiente oxicalórico (Q_{ox}=13.849 J/ mg de O₂) (Brafield y Solomon, 1972).

Por tratamiento, se relacionó la tasa respiratoria con el peso húmedo y con la biomasa en base seca de los organismos, a partir de calcular regresiones potenciales. Esto con la finalidad de describir el comportamiento de los peces en este proceso fisiológico.

3.1.3.4 Excreción nitrogenada (U)

La energía que se pierde en los peces a través de la excreción de productos nitrogenados se evaluó de manera simultánea con el consumo de oxígeno en los tiempos T₁ y T₃. En cada tiempo se realizó una medición inicial y otra final de la concentración de amonio en muestras de agua de las cámaras respirométricas, por medio de la técnica de azul de indofenol (Rodier, 1981).

La tasa de excreción nitrogenada de los organismos se obtuvo del resultado de la diferencia de la concentración final e inicial de amonio en el agua de las cámaras (corregido con los valores obtenidos de las cámaras controles) y de expresarlo en mg N-AT/ g PS/ h. Los valores de este índice se transformaron en unidades energéticas al utilizar un

coeficiente nitrocalórico ($Q_{ex}= 24.865 \text{ J/mg N-NH}_4$) (Elliot y Davison, 1975). Para describir la excreción nitrogenada de los peces de cada tratamiento, se relacionó la excreción nitrogenada y el peso de los organismos a partir de calcular regresiones de tipo potencial.

3.1.3.5 Crecimiento (P)

A los peces se les realizaron biometrías a los 0, 15 y 30 días de la fase experimental. En estas biometrías se midió la longitud total, longitud patrón, altura máxima y peso húmedo. De forma individual y en cada tratamiento se calculó el crecimiento absoluto ($C_{abs} = \text{g/día}$) con la fórmula propuesta por Jobling (1994):

$$C_{abs.} = \frac{W2 - W1}{T2 - T1}$$

Dónde:

W1= Peso inicial del organismo (g)

W2= Peso final del organismo (g)

T2-T1= Días del experimento (día)

Al final de los experimentos, se determinó el contenido calórico total de los peces. Cada pez con un peso en base seca, se maceró hasta homogenizarse y se analizaron submuestras de tejido por calorimetría directa en un calorímetro Parr 1455 (estandarizada con ácido benzoico); una vez calculado el contenido calórico de los peces (J/ g PS), se estimó la energía disponible para el crecimiento, al aplicar la ecuación de la energía retenida en crecimiento (RE) (J/ g PS/ día) (Bureau *et al.*, 2002):

$$RE = \frac{((W2 - W1) * (CE) / T)}{W2}$$

Dónde:

W1= Peso inicial del organismo (g)

W2= Peso final del organismo (g)

CE= Contenido calórico al final del experimento (J/g)

T= Días del experimento (días)

3.1.3.6 Análisis de tejido

3.1.3.6.1 Peso seco

Al término del experimento, a todos los peces de cada tratamiento se les registró el peso húmedo y se sacrificaron por hipotermia en un congelador a -4 °C. Posteriormente se secaron a 60°C en una estufa convencional, hasta alcanzar un peso constante, que fue el que se registró como su masa en base seca.

3.1.3.6.2 Contenido Calórico

Una vez secos los organismos, estos se maceraron en un mortero con pistilo de porcelana. Una vez pulverizados, se tomaron muestras de 20 mg por duplicado del tejido de cada organismo experimental y con ello, se determinó su contenido calórico por incineración en un calorímetro Parr 1455 (estandarizada con ácido benzoico) (Espina *et al.*, 1987). Con estas mediciones, se realizaron las estimaciones y transformaciones de los datos de cada organismo estudiado en valores energéticos, para adecuarlo en la variable crecimiento de la ecuación del balance de energía.

3.1.3.7. Relación atómica Oxígeno-Nitrógeno (O: N)

Este cociente, se calculó en cada condición experimental a partir de los valores que se obtuvieron del consumo de oxígeno y de la excreción nitrogenada al aplicar la siguiente ecuación (Widdows, 1993):

$$O: N = [(QO_2/16)] : [(QNH_4/14)]$$

Dónde:

QO_2 = Consumo de Oxígeno (mg O₂/ g PS/ h)

QNH_4 = Excreción amoniacal (mg N-AT/ g PS/ h)

Con el valor que se obtuvo de la relación, se determinó la principal fuente de energía que utilizaron los organismos; ya sean las proteínas (<17), carbohidratos (>50) o proteínas, lípidos y carbohidratos por igual (18-49) (Mayzaud y Conover, 1988).

3.2 Análisis estadísticos

Los resultados que se obtuvieron en las variables del balance de energía de los organismos de cada tratamiento, se analizaron mediante un análisis multivariado. Previo al análisis, los datos fueron normalizados (al valor observado se le restó su media general y

se dividió con su desviación estándar), posteriormente se construyó una matriz de distancias euclidianas; a esta matriz se le aplicó un análisis de varianza con permutación multivariante (PERMANOVA) de dos factores, con 9999 permutaciones para diferenciar las respuestas de cada variable medida entre los tratamientos (Anderson, 2001). Posteriormente, a los mismos datos normalizados también se les aplicó un análisis de coordenadas principales (PCO) para comparar las respuestas de los tratamientos (Legendre y Legendre, 1998).

Para esclarecer la comparación de las variables de respuesta de la ecuación del balance de energía, con el valor de los centroides (calculados a partir de los valores del PCO) se realizaron graficas de estrellas por cada tratamiento.

3.3 Respuesta Integrada del Balance de energía

La integración de la información se realizó para comprender el desempeño de los mexclapiques en condiciones controladas de laboratorio similares a las de su hábitat, principalmente bajo la influencia de las concentraciones de N-AT, N-NO₂⁻¹ y en niveles cercanos a cero. Así, la energía destinada a cada uno de los parámetros de la ecuación correspondió a un porcentaje total de la energía que obtuvieron a través del consumo de alimento (C).

Adicionalmente, se realizaron comparaciones visuales directas de la respuesta de cada una de las variables de la ecuación del balance de energía para cada tratamiento; para ello, los datos fueron estandarizados mediante el método propuesto por Beliaeff y Burgeot (2002), de la siguiente manera:

$$Y = \frac{X - m}{s}$$

Dónde:

Y= dato estandarizado

X = valor de la respuesta de cada parámetro del balance de energía.

m = media general de cada parámetro del balance de energía por tratamiento.

s = desviación estándar de cada parámetro del balance de energía por tratamiento.

Posteriormente, se identificó el valor mínimo (*min*) de cada variable de la ecuación del balance de energía de los valores estandarizados (Y) para calcular un *score* (S); dicho

valor de puntaje se calculó como la diferencia del valor estandarizado de cada variable de la ecuación (Y) y su valor mínimo absoluto estandarizado (min). Para visualizar de manera gráfica los resultados de los *score* (S), estos puntajes se representaron en gráficas de estrella (*star plots*); cada una de las variables de la ecuación del balance de energía se representó como un vector a partir de su valor del S, cada uno de estos valores se unieron en sentido de las manecillas del reloj y formaron un polígono. Con dicha formación se prosigió a calcular su área (IBR), que con base en los cálculos angulares propuestos por Beliaeff y Burgeot (2002) esta se consideró como la suma total del área de cada uno de los vectores calculados.

4. Resultados

4.1 Monitoreo de las variables experimentales

En cada variable de los tratamientos que se monitorearon diariamente en las unidades experimentales de los bloques (temperatura, oxígeno disuelto, pH, N-AT y N-NO₂⁻) se realizó un análisis de varianza (una vía) para determinar si se produjeron variaciones en los parámetros establecidos en el tiempo de experimentación. No se encontraron diferencias significativas en cada variable de los tratamientos a lo largo del experimento ($p > 0.05$); por lo tanto, los peces con los que se experimentó estuvieron expuestos a las condiciones de los factores ensayados y los efectos que se observaron en los peces fueron producto de una exposición fija y no de una variación (Tabla 4 y 5).

Tabla 4. Registro de las variables establecidas en los tratamientos con N-AT ($\bar{x} \pm D.E$).

TRATAMIENTOS	C 23	A.1. 23	A.2. 23	A.3. 23
mg de N-AT $\cdot l^{-1}$ (nominal)	0	0.2	0.5	1
mg de N-AT $\cdot l^{-1}$ (real)	0.05 \pm 0.01	0.20 \pm 0.03	0.53 \pm 0.05	1.07 \pm 0.18
NH ₃ : NH ₄ ⁺ (mg $\cdot l^{-1}$)	0.014 : 0.036	0.13 : 0.07	0.39 : 0.10	0.28 : 0.72
Temperatura (°C)	22.3 \pm 0.4	22.5 \pm 0.3	22.5 \pm 0.3	22.6 \pm 0.2
pH	7.55 \pm 0.22	9.90 \pm 0.17	9.47 \pm 0.12	8.9 \pm 0.27
Oxígeno disuelto (mg l^{-1})	5.96 \pm 0.11	6.04 \pm 0.16	6.02 \pm 0.18	5.98 \pm 0.06
TRATAMIENTOS	C 17	A.1. 17	A.2. 17	A.3. 17
mg de N-AT $\cdot l^{-1}$ (nominal)	0	0.2	0.5	1
mg de N-AT $\cdot l^{-1}$ (real)	0.02 \pm 0.01	0.29 \pm 0.05	0.58 \pm 0.04	1.2 \pm 0.15
NH ₃ : NH ₄ ⁺ (mg $\cdot l^{-1}$)	0.004: 0.016	0.1004 : 0.0996	0.36 : 0.14	0.20 : 0.79
Temperatura (°C)	17.2 \pm 0.4	17.5 \pm 0.2	17.4 \pm 0.3	17.1 \pm 0.1
pH	7.55 \pm 0.22	9.90 \pm 0.17	9.47 \pm 0.12	8.79 \pm 0.27
Oxígeno disuelto (mg l^{-1})	6.96 \pm 0.21	7.04 \pm 0.30	7.02 \pm 0.30	6.98 \pm 0.10

Tabla 5. Registro de las variables establecidas en los tratamientos con N-NO₂⁻¹ ($\bar{x} \pm D.E$).

TRATAMIENTOS	C 23	N.1. 23	N.2. 23
mg de N-NO ₂ ⁻¹ $\cdot l^{-1}$ (nominal)	0	0.25	0.45
mg de N-NO ₂ ⁻¹ $\cdot l^{-1}$ (real)	0.002 \pm 0.001	0.241 \pm 0.03	0.453 \pm 0.025
Temperatura (°C)	22.3 \pm 0.4	22.5 \pm 0.3	22.5 \pm 0.3
pH	7.55 \pm 0.22	9.52 \pm 0.12	8.9 \pm 0.14
Oxígeno disuelto (mg l^{-1})	5.96 \pm 0.11	6.1 \pm 0.15	5.96 \pm 0.08
TRATAMIENTOS	C 17	N.1. 17	N.2. 17
mg de N-NO ₂ ⁻¹ $\cdot l^{-1}$ (nominal)	0	0.25	0.45
mg de N-NO ₂ ⁻¹ $\cdot l^{-1}$ (real)	0.001 \pm 0.001	0.221 \pm 0.02	0.483 \pm 0.035
Temperatura (°C)	17.2 \pm 0.4	17.5 \pm 0.3	17.1 \pm 0.5
pH	7.55 \pm 0.22	9.52 \pm 0.14	8.9 \pm 0.12
Oxígeno disuelto (mg l^{-1})	6.96 \pm 0.21	7.1 \pm 0.10	6.96 \pm 0.45

4.2. Tasa de consumo y aporte de energía del alimento (C)

Los modelos de relación (regresión) que se ajustaron para describir la tasa de consumo y el aporte de energía del alimento (peso seco y joules), en función de la masa de los peces (peso seco) se presentan por tratamiento en el Anexo II y en el Anexo III se muestra los intervalos de variación que se observaron en la tasa de consumo del alimento y su aporte energético en cada tratamiento experimental.

El alimento formulado y vivo (*Daphnia pulex*) contenían 19.23 y 9.79×10^{-4} kJ/ g PS de energía. Los modelos de regresión que se calcularon para cada tratamiento, fueron significativos ($P < 0.05$) (Anexo II), por lo que hay una amplia relación entre el consumo de alimento (aporte de energía) con la biomasa seca de los peces (a mayor biomasa, menor es el consumo de energía). De manera general, los mexclapiques consumieron entre el 4.3 y 6.7% de su peso corporal a 17° C y de 7.2 a 9.5% a 23°C.

A continuación, se describe por tratamiento los valores promedio que se observaron en el consumo de alimento y su respectivo aporte de energía:

Los peces que fungieron como controles (**C 17** y **C 23**), ingirieron en promedio 7.61 ± 2.48 mg PS/ h y 9.07 ± 3.51 mg PS/ h de alimento, que les aportó $1,316.31 \pm 398.07$ J/ día/ g PS y $1,519.99 \pm 543.81$ J/ día/ g PS de energía respectivamente. En estos organismos se observó que consumieron y obtuvieron más energía del alimento que el resto de los peces que se expusieron al **N-AT** y **N-NO₂⁻¹** (Fig. 14). Los mexclapiques que se expusieron a los tratamientos con una mayor concentración de **N-AT (A.3.17 y A.3.23)**, consumieron 6.39 ± 1.46 mg PS/ h (17 °C) y 8.74 ± 3.85 mg PS/ h (23 °C) de alimento. Con ello, los peces registraron aportes medios de $1,276.74 \pm 272.94$ y $1,465.81 \pm 583.33$ J/ día/ g PS de energía; en la concentración intermedia (**A.2.17 y A.2.23**), los organismos obtuvieron en promedio $1,268.66 \pm 299.38$ y $1,373.26 \pm 364.75$ J/ día/ g PS de energía al ingerir 7.37 ± 1.88 mg PS/ h y 7.98 ± 3.56 mg PS/ h de alimento; y los organismos de los tratamientos con la baja concentración de **N-AT (A.1.17 y A.1.23)** adquirieron $1,080.27 \pm 297.77$ y $1,237.17 \pm 328.0$ J/ día/ g PS de energía, al ingerir 6.72 ± 2.0 mg PS/ h y 7.39 ± 3.24 mg PS/ h de alimento. Es destacable que conforme se incrementó la concentración del contaminante, los peces consumieron más alimento y obtuvieron una mayor cantidad de energía (Fig. 14).

Con respecto al comportamiento de los peces con los tratamientos de **N-NO₂⁻¹**, los organismos que se expusieron a la menor concentración (**N.1.17 y N.1.23**), adquirieron

1,274.62 ± 188.90 J/ día/ g PS y 1,228.87 ± 469.59 J/ día/ g PS de energía, al consumir 7.36 ± 3.05 mg PS/ h y 7.32 ± 4.69 mg PS/ h de alimento, específicamente en este caso, con el incremento de temperatura se observó que los peces disminuyeron su aporte energético al consumir menos alimento; mientras que los mexclapiques de los tratamientos con la mayor concentración de N-NO_2^{-1} (**N.2.17** y **N.2.23**), obtuvieron 1,295.11 ± 281.08 J/ día/ g PS y 1,468.58 ± 334.30 J/ día/ g PS de energía, al consumir 7.48 ± 2.97 mg PS/ h y 8.46 ± 6.05 mg PS/ h de alimento. Del mismo modo que en los peces con los tratamientos de **N-AT**, conforme incrementó la concentración de N-NO_2^{-1} en la exposición de los peces, estos obtuvieron más energía al consumir una mayor cantidad de alimento (Fig. 14).

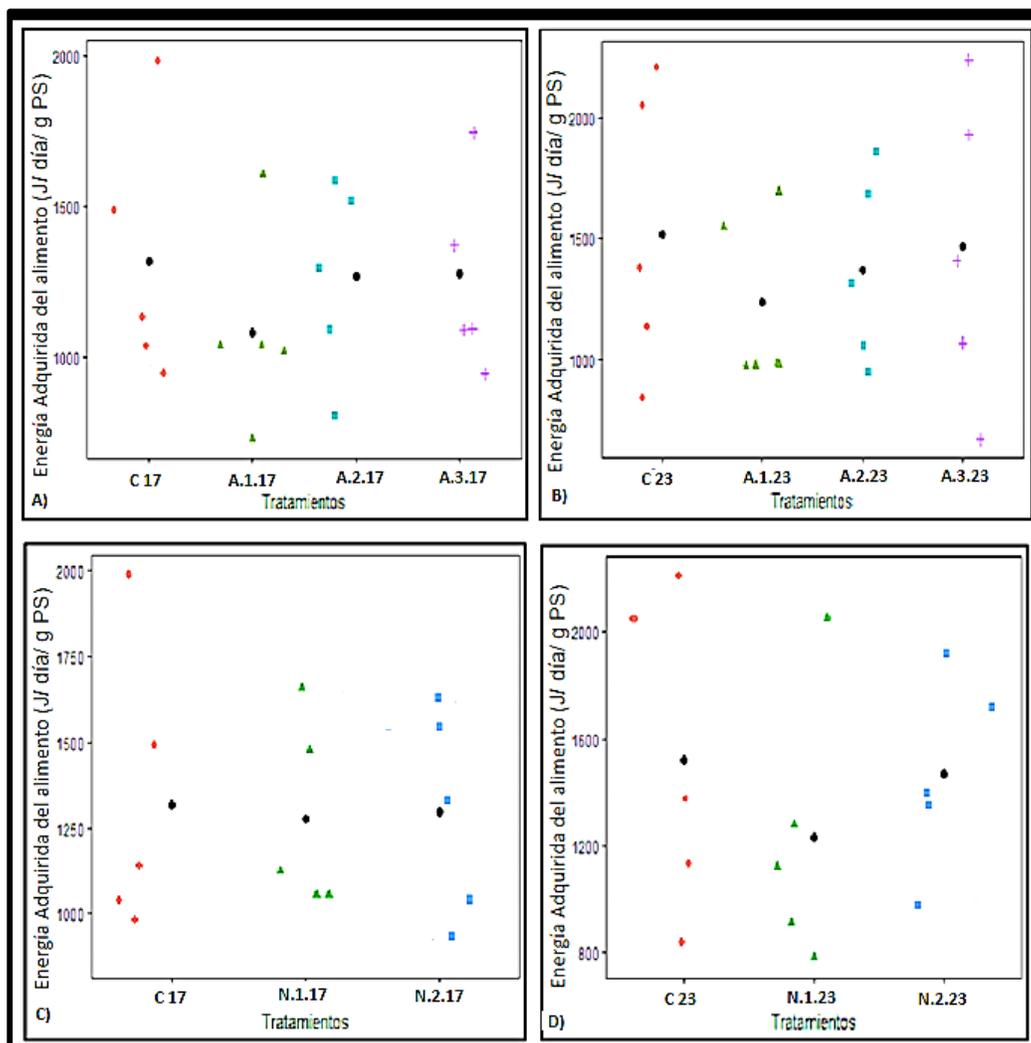


Figura 14. Valores de la energía obtenida a partir del alimento de los mexclapiques con su respectiva media en cada tratamiento ensayado con **N-AT** (A y B) y N-NO_2^{-1} (C y D). A 17°C (A y C) y 23 °C (B y D).

4.3 Pérdida de energía por la producción de heces (F)

Los modelos de regresión que se calcularon para describir como fueron las producciones de heces y sus respectivas pérdidas de energéticas de los peces de cada tratamiento se presentan en el Anexo II. Estas relaciones fueron significativas ($P < 0.05$), por lo que hay una amplia relación negativa entre la pérdida de energía por la producción de heces con la biomasa de los peces (conforme incrementa la biomasa de los organismos, menor es la pérdida de energía por la producción de heces). En el Anexo III se muestra el intervalo de variación de los valores observados en la producción y pérdida energética de las heces de los peces de cada tratamiento, y en el Anexo IV se muestra el contenido energético de las heces que produjeron los peces por tratamiento.

En general, se observó que los peces produjeron una mayor cantidad de heces con el incremento de temperatura; los organismos controles que se expusieron a 17 °C (**C17**), perdieron 163.17 ± 49.25 J/ día/ g PS de energía al producir 0.82 ± 0.25 mg PS/ día de heces, mientras que en los expuestos a 23 °C (**C23**) se registró una pérdida promedio de 234.06 ± 128.25 J/ día/ g PS de energía que equivalió a 2.39 ± 1.28 mg PS/ día de heces. En estos organismos fue de los que registraron los menores valores en la producción fecal y en las pérdidas de energía junto con los peces que se expusieron a los tratamientos altos con **N-AT (A.3.17 y A.3.23)** (Fig. 15).

En los mexclapiques expuestos al **N-AT** a 17 °C, se observó que la pérdida de energía por la producción fecal tendió a disminuir conforme se incrementó la concentración de este en los tratamientos. Adentrándonos en las cantidades a las que se expusieron los organismos en los experimentos, en la baja (**A.1.17**) la pérdida energética fue de 245.13 ± 73.74 J/ día/ g PS al producir 2.8 ± 0.84 mg PS/ día de materia fecal, en la intermedia (**A.2.17**) fue de 169.33 ± 24.42 que equivalió a 0.59 ± 0.08 mg PS/ día de heces y en la alta (**A.3.17**) se produjo una pérdida energética promedio de 153.50 ± 41.1 J/ día/ g PS con una producción de 1.21 ± 0.32 mg PS/ día de heces; mientras que a 23 °C, se apreció que la depauperación de energía de los peces aumentó en la exposición a las concentraciones baja e intermedia de **N-AT (A.1.23 = 338.01 ± 89.38 J/ día/ g PS; 3.57 ± 0.94 mg PS/ día de heces y A.2.23 = 413.61 ± 100.63 J/ día/ g PS; 2.63 ± 0.64 mg PS/ día de heces)** y se disminuyó en la concentración alta (**A.3.23 = 217.90 ± 72.32 J/ día/ g PS de energía; 2.58 ± 0.86 mg PS/ día de heces)** (Fig.15).

En los peces que se expusieron a los tratamientos con N-NO_2^{-1} , a 17 °C se observó una ligera disminución en las pérdidas de energía conforme se incrementó la concentración de los tratamientos. Los valores promedio de energía, que los peces perdieron en la baja concentración (**N.1.17**) fue de 317.04 ± 82.88 J/ día/ g PS al haber producido 2.44 ± 0.64 mg PS/ día de heces y en la alta (**N.2.17**), fue 313.62 ± 132.26 J/ día/ g PS que equivalió a 3.81 ± 1.61 mg PS/ día de heces; mientras que, a 23°C, los detrimentos energéticos de los peces se incrementaron con el aumento de la concentración a la que se expusieron estos organismos. A una baja concentración (**N.1.23**) los peces perdieron 407.88 ± 91.14 J/ día/ g PS de energía (al producir 6.95 ± 1.55 mg PS/ día de heces) y en la alta (**N.2.23**) fue 494.42 ± 77.37 J/ día/ g PS (al producir 6.21 ± 0.97 mg PS/ día de heces) (Fig. 15).

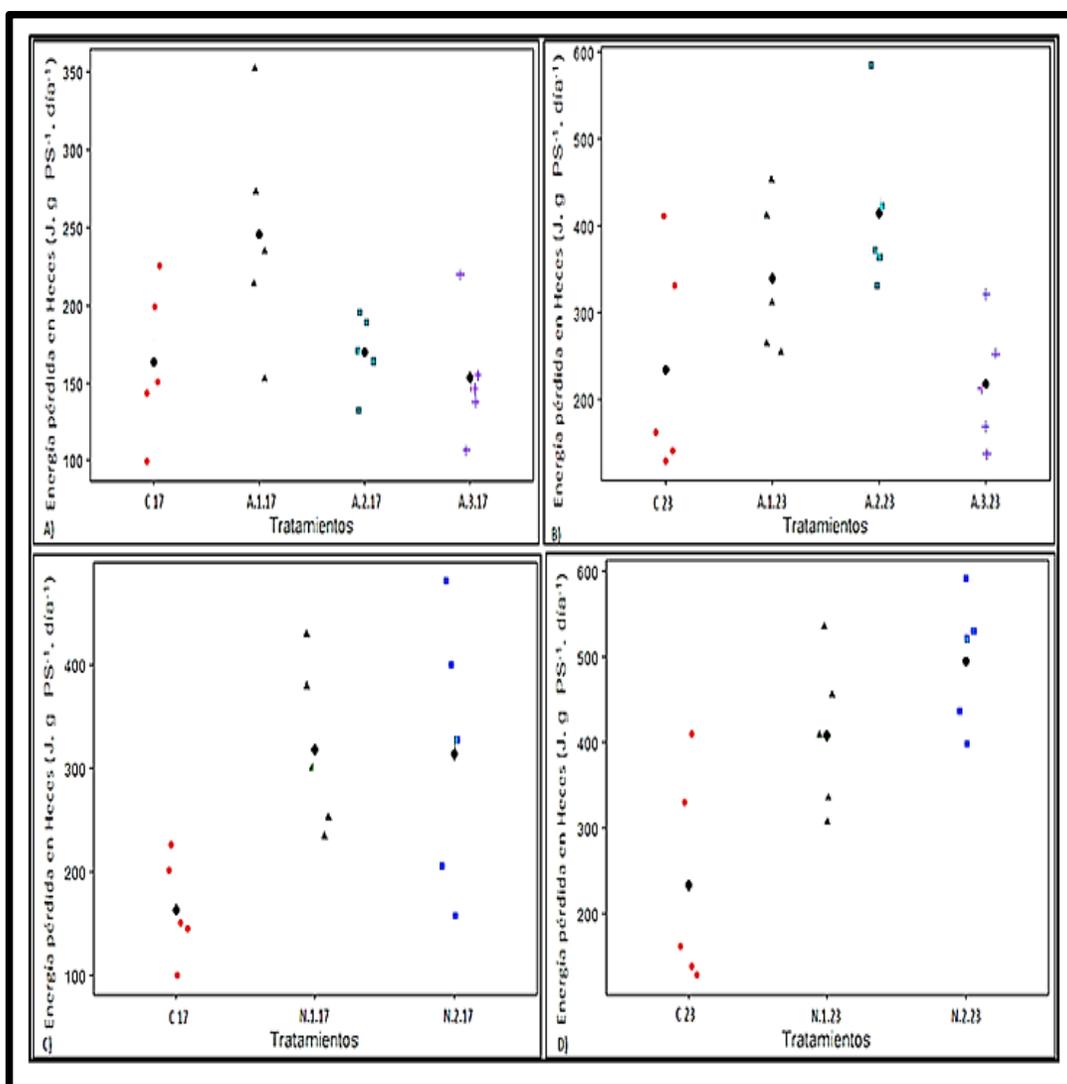


Figura 15. Valores de la pérdida de energía de los mexclapiques por la producción de heces con su respectiva media en cada tratamiento ensayado con N-AT (A y B) y N-NO₂⁻¹ (C y D). A 17°C (A y C) y 23 °C (B y D).

4.4 Energía por metabolismo (R)

Los modelos de regresión que se calcularon en cada uno de los tratamientos experimentales para describir la tasa metabólica de los mexclapiques fueron significativos ($P < 0.05$) y se presentan en el Anexo II (conforme incrementa la biomasa de los organismos, menor es la tasa metabólica). En el Anexo III se muestra el intervalo de variación que se observó en la medición de esta respuesta fisiológica.

En general, se observó que la tasa metabólica (medida a partir del consumo de oxígeno) de los peces de cada tratamiento fue menor a la temperatura de 17 °C y se incrementó con el cambio a 23 °C.

Los organismos que fungieron como controles a 17 °C utilizaron en promedio 684.66 ± 231.68 J/ día/ g PS de energía en la tasa metabólica y 825.26 ± 294.73 J/ día/ g PS a 23°C. Estos valores de energía se obtuvieron a partir de los valores de consumo de oxígeno promedio que se midieron en los peces (2.06 ± 0.79 mg O₂/ g PS/ h y 2.47 ± 0.88 mg O₂/ g PS/ h respectivamente); la energía del metabolismo de los tratamientos que se ensayaron a 17 °C, el de los controles fue menor de los que se registraron en los peces que se expusieron al **N-AT** y **N-NO₂⁻¹**, mientras que a 23 °C, se observó el mismo comportamiento en los tratamientos de **N-AT**, pero en los de **N-NO₂⁻¹** los valores son ligeramente mayores que la de los peces expuestos a la menor concentración (**N.1.23**) ensayada (Fig. 16)

En los peces que se expusieron al **N-AT**, en ambas temperaturas se observó que los gastos de energía en la tasa metabólica se incrementaron con la concentración. Es decir, que los mexclapiques respiraron más oxígeno en los tratamientos con la mayor concentración de **N-AT**. A 17 °C, en **A.3.17** (máxima concentración) la energía promedio que utilizaron los peces en la tasa metabólica fue de $1,111.95 \pm 327.23$ J/ día/ g PS al respirar 3.34 ± 1.80 mg O₂/ g PS/ h, para **A.2.17** (concentración intermedia) se registró una energía promedio de 994.64 ± 271.96 J/ día/ g PS, con un consumo de oxígeno de 2.98 ± 0.81 mg O₂/ g PS/ h y en **A.1.17** (mínima concentración) se obtuvo un promedio de 808.3 ± 251.41 J/ día/ g PS de energía utilizada en el metabolismo al respirar 2.43 ± 0.75 mg O₂/ g PS/ h; mientras que a 23 °C, en **A.3.23** (máxima concentración) la energía promedio que utilizaron los peces en la tasa metabólica fue de $1,346.44 \pm 342.51$ J/ día/ g PS al respirar 4.05 ± 1.03 mg O₂/ g PS/ h, para **A.2.23** (concentración intermedia) se registró una energía promedio de $1,120.49 \pm 361.69$ J/ día/ g PS, con un consumo de oxígeno de 3.37 ± 1.09 mg O₂/ g PS/ h y en **A.1.23** (mínima concentración) se obtuvo un promedio de 997.21 ± 263.78

J/ día/ g PS de energía canalizada en el metabolismo, al respirar $2.99 \pm 0.79 \text{ mg O}_2/\text{ g PS}/\text{ h}$ (Fig. 16).

En los mexclapiques que se expusieron al N-NO_2^{-1} en ambas temperaturas, también se observó que los gastos de energía en el metabolismo se incrementaron con la concentración de los tratamientos. A 17°C , en **N.1.17** (mínima concentración) se obtuvo un promedio de $883.14 \pm 247.82 \text{ J/ día/ g PS}$ de energía al respirar $2.65 \pm 0.74 \text{ mg O}_2/\text{ gr PS}/\text{ h}$ y en **N.2.17** (máxima concentración) la energía promedio que utilizaron los peces fue de $953.31 \pm 201.83 \text{ J/ día/ g PS}$ al respirar $2.87 \pm 0.61 \text{ mg O}_2/\text{ g PS}/\text{ h}$; mientras que a 23°C , en **N.1.23** (mínima concentración) la energía promedio que utilizaron los peces fue de $822.06 \pm 308.45 \text{ J/ día/ g PS}$ al respirar $2.47 \pm 0.93 \text{ mg O}_2/\text{ g PS}/\text{ h}$ y para **N.2.23** (máxima concentración) se obtuvo un promedio de $1,260.09 \pm 336.14 \text{ J/ día/ g PS}$ de energía que se utilizó en el metabolismo, al respirar $3.79 \pm 1.012.47 \text{ mg O}_2/\text{ g PS}/\text{ h}$ (Fig. 16).

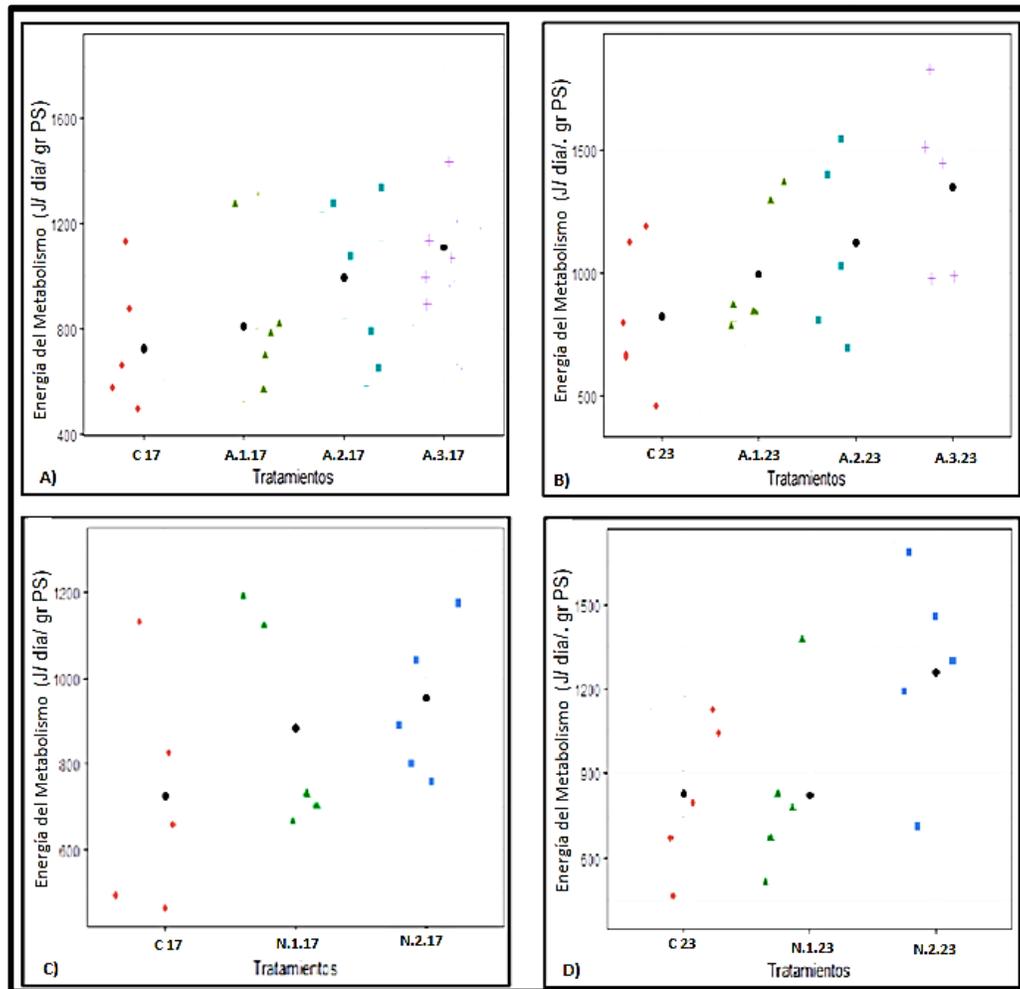


Figura 16. Valores de la energía utilizada por los mexclapiques en el metabolismo aerobio con su respectiva media en cada tratamiento experimental con N-AT (A y B) y N-NO_2^{-1} (C y D). A 17°C (A y C) y 23°C (B y D).

8.5. Excreción nitrogenada (U)

Los modelos de regresión que se calcularon en cada uno de los tratamientos experimentales para describir la excreción nitrogenada de los mexclapiques fueron significativos ($P < 0.05$) y se presentan en el Anexo II (conforme incrementa la biomasa de los organismos, menor es la excreción nitrogenada). En el Anexo III se muestra el intervalo de variación que se observó en esta respuesta fisiológica en cada uno de los peces de cada tratamiento.

En los organismos controles y los que se expusieron a los tratamientos con **N-AT** se observó que la excreción nitrogenada fue menor a la temperatura de 17 °C y se incrementó con el cambio a 23 °C. Mientras que en los de **N-NO₂⁻¹** se disminuyó con el cambio de temperatura.

Los peces controles expuestos a 17 °C, perdieron en promedio 85.55 ± 34.61 J/ día/ g PS de energía y 101.71 ± 36.74 J/ día/ g PS a 23°C. Estos valores de energía se obtuvieron a partir de los valores de la excreción nitrogenada promedio que se midieron en los peces (0.14 ± 0.05 mg N-AT/ g PS/ h y 0.17 ± 0.06 mg N-AT/ g PS/ h respectivamente); en particular, esta energía que perdieron los organismos de los tratamientos que se ensayaron a 17 °C, el de los controles fue de las mayores que se registraron junto con la de los peces que se expusieron a la concentración intermedia (**A.2.17**) de **N-AT** y también fue de las menores que se observaron en los tratamientos con **N-NO₂⁻¹**, mientras que a 23 °C, la pérdida de energía de los controles fue de las menores junto con las de la concentración alta (**A.3.23**) de **N-AT**, pero en los de **N-NO₂⁻¹** los valores son de los mayores (Fig. 17)

Para los mexclapiques que se expusieron al **N-AT**, en ambas temperaturas se observó que la pérdida de energía por la excreción nitrogenada se incrementó de la baja concentración (**A.1.17** y **A.1.23**) a la intermedia (**A.2.17** y **A.2.23**) y se disminuyó en los organismos que se expusieron a la mayor concentración (**A.3.17** y **A.3.23**). A 17 °C, los peces de los tratamientos **A.1.17** y **A.2.17** perdieron 27.49 ± 8.84 y 117.70 ± 34.45 J/ día/ g PS de energía al excretar 0.05 ± 0.02 y 0.20 ± 0.05 mg N-AT/ g PS/ h respectivamente y en el **A.3.17** se registró una pérdida energética de 37.65 ± 6.50 J/ día/ g PS con una excreción de 0.06 ± 0.01 mg N-AT/ g PS/ h; mientras que, a 23 °C, en los tratamientos **A.1.23** y **A.2.23** los peces disiparon 118.59 ± 31.42 y 124.69 ± 42.20 J/ día/ g PS al excretar 0.20 ± 0.05 y 0.23 ± 0.07 mg N-AT/ g PS/ h respectivamente y los del **A.3.23** excretaron

0.11 ± 0.03 mg N-AT/ g PS/ h que en pérdidas energéticas es igual a 68.09 ± 17.98 J/ día/ g PS (Fig. 17).

En los peces que se expusieron en ambas temperaturas al N-NO_2^{-1} , se observó que las pérdidas energéticas por la excreción nitrogenada se incrementaron con la concentración de los tratamientos. A 17 °C, en **N.1.17** (mínima concentración) se obtuvo un promedio de 113.38 ± 31.59 J/ día/ g PS de energía al excretar 0.19 ± 0.05 mg N-AT/ g PS / h y en **N.2.17** (máxima concentración) la energía promedio que disiparon los peces fue de 143.92 ± 38.78 J/ día/ g PS al excretar 0.24 ± 0.07 mg N-AT/ g PS/ h; mientras que a 23 °C, en **N.1.23** la energía promedio que perdieron los peces fue de 68.09 ± 17.91 J/ día/ g PS al excretar 0.11 ± 0.03 mg N-AT/ g PS/ h y para **N.2.23** se obtuvo un promedio de 96.05 ± 37.82 J/ día/ g PS de energía, al desechar 0.24 ± 0.07 mg N-AT/ g PS/ h (Fig. 17).

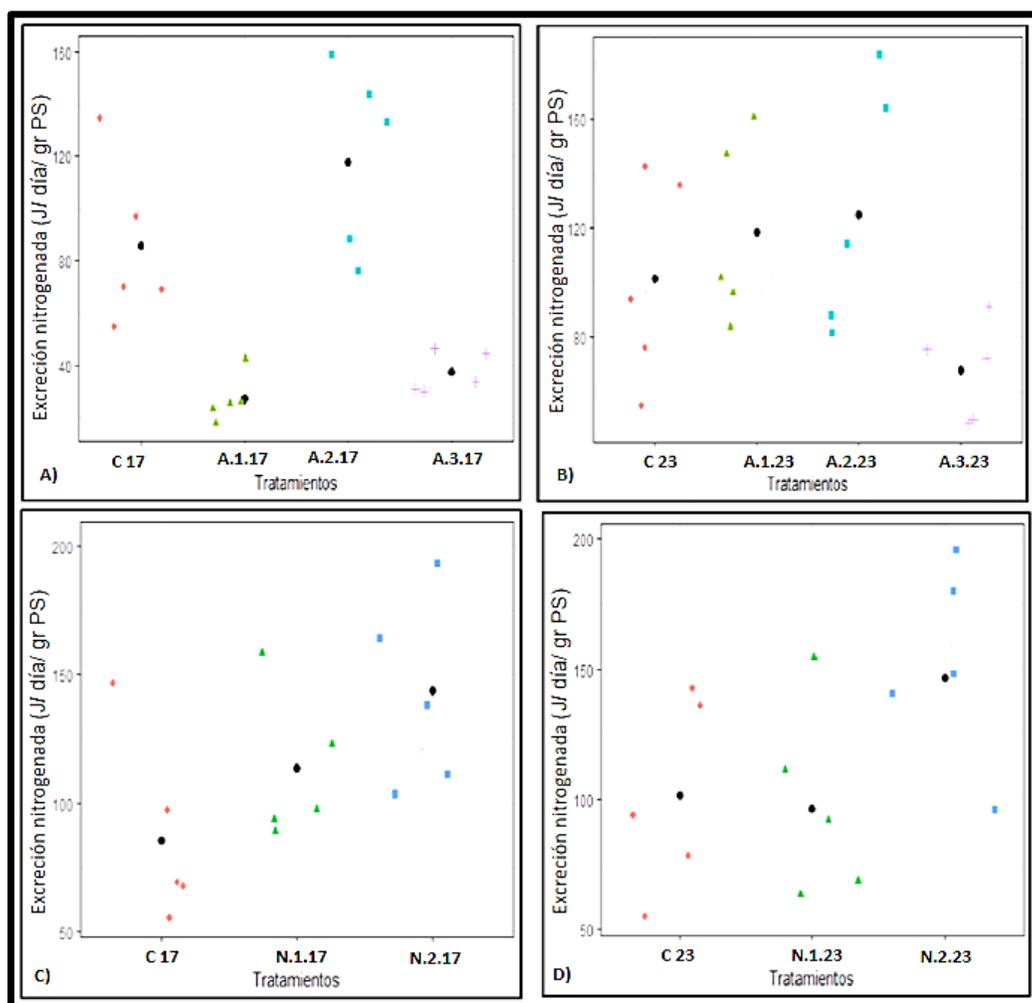


Figura 17. Valores de la energía pérdida por la excreción nitrogenada de los mexclapiques de cada tratamiento experimental con N-AT (A y B) y N-NO_2^{-1} (C y D). A 17°C (A y C) y 23 °C (B y D).

8.6. Crecimiento (P)

Los modelos que se ajustaron para describir la energía que canalizaron los mexclapiques para el crecimiento, solo fueron significativos en los controles ($P < 0.05$) y se presentan en el Anexo II, en los demás peces de los tratamientos, en general disminuyeron su peso y no se detectó una relación. El intervalo de la variación observada en la medición del crecimiento se muestra en el Anexo III y el contenido energético de los mexclapiques que se expusieron a los diferentes tratamientos se muestran en el Anexo IV.

En general, se hicieron registros del crecimiento absoluto ($C_{abs.}$) y de cuanta energía retuvieron los organismos para crecer. En los tratamientos controles (**C17**, y **C23**) se obtuvieron los mayores valores en el $C_{abs.}$ y en la energía retenida. Con el incremento de temperatura se observó un aumento en los valores de estos parámetros evaluados. En los peces del **C17** el promedio del $C_{abs.}$ (\bar{X}) fue de 1.91 ± 0.40 mg PS/ día y retuvieron 342.65 ± 57.83 J/ día/g PS de energía y en los del **C23** se registró un $C_{abs.}$ (\bar{X}) de 2.96 ± 0.65 mg PS/ día y una retención de 358.62 ± 113.79 J/ día/ g PS de energía (Fig.18).

En los demás tratamientos, la mayoría de los peces mantuvieron o disminuyeron su peso, aunque, se observó crecimiento en una minoría de los organismos. En los tratamientos con **N-AT** a 17°C se observó que los valores de la disminución del peso de los organismos y por ende las pérdidas de energía para el crecimiento se aumentaron con el incremento de las concentraciones. Para **A.1.17**, el $C_{abs.}$ (\bar{X}) fue de $-3.79 \times 10^{-3} \pm 1.04$ mg PS/ día y -0.34 ± 32.93 J/ día/ g PS de energía exclusiva al crecimiento, en **A.2.17** fue de -0.04 ± 0.96 mg PS/ día y -12.50 ± 36.41 J/ g PS/ día en energía y para el **A.3.17** se obtuvieron valores de -0.12 ± 0.31 mg PS/ día y -24.48 ± 47.46 J/ día/ g PS; en tanto que con el incremento de temperatura (23°C), los valores de las pérdidas de peso y energía del crecimiento de los peces se incrementaron. También se observó que las depauperaciones de los mexclapiques se incrementaron del tratamiento con menor concentración de **N-AT** (**A.1.23**) a la intermedia (**A.2.23**) y se disminuyeron en los peces expuestos a la mayor concentración (**A.3.23**). En el **A.1.23** se registró un $C_{abs.}$ (\bar{X}) de -1.09 ± 0.52 mg PS/ día y -216.22 ± 79.77 J/ día/ g PS de energía para el crecimiento, los de **A.2.23** fueron de -1.01 ± 0.51 mg PS/ día y -285.05 ± 166.40 J/ día/ g PS y valores de -0.21 ± 0.45 mg PS/ día y -63.89 ± 156.77 J/ día/ g PS en el tratamiento **A.3.23** (Fig. 18)

Con respecto a los tratamientos con **N-NO₂⁻¹** de igual manera se observaron disminuciones en el peso de la mayoría de los peces y crecimiento en una minoría, la

pérdida de peso y de energía para el crecimiento se incrementó con la concentración de **N-NO₂⁻¹** de los tratamientos y también se intensificaron con el incremento de temperatura (23 °C). A 17 °C en **N.1.17** el $C_{abs.}(\bar{X})$ fue de -0.53 ± 1.04 mg PS/ día y -61.94 ± 91.12 J/ día/ g PS la energía que se canalizó en el crecimiento, en **N.2.17** los valores registrados fueron de -0.21 ± 0.27 mg PS/ día y -115.83 ± 127.83 J/ día/ g PS; y a 23 °C, los valores en **N.1.23** fueron de -0.72 ± 0.71 mg PS/ día y -96.45 ± 100.90 J/ g PS/ día y en **N.2.23** se obtuvieron valores de -1.15 ± 1.54 mg PS/ día de $C_{abs.}(\bar{X})$ y -431.95 ± 132.36 J /día/ g PS de energía para el crecimiento (Fig.18).

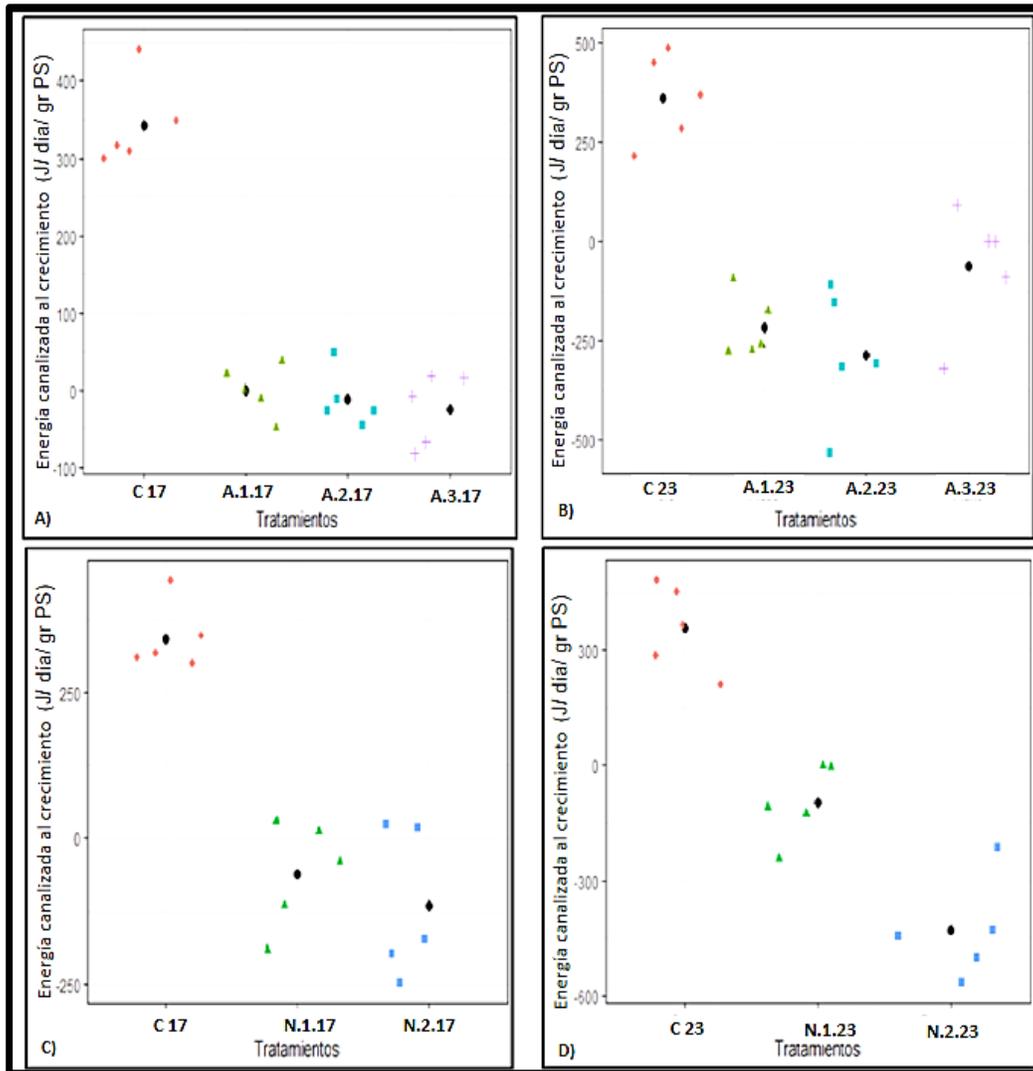


Figura 18. Valores y media de la energía retenida en el crecimiento de los mexclapiques de cada tratamiento experimental con N-AT (A y B) y N-NO₂⁻¹ (C y D) y a 17°C (A y C) y 23 °C (B y D).

8.7. Relación atómica Oxígeno-Nitrógeno (O: N)

A partir de los resultados obtenidos en la tasa metabólica y en la excreción de productos nitrogenados, se calcularon los valores de la relación atómica (O: N) en cada uno de los tratamientos con los que se experimentó. En los peces controles (**C17** y **C23**), el resultado del cociente fue 12.58 ± 1.34 y 12.37 ± 1.70 . Con base en la bibliografía (Mayzaud y Conover, 1988), el principal sustrato de energía que utilizaron estos organismos fueron las proteínas (Fig. 19).

Los peces que se expusieron a las concentraciones bajas (**A.1.17**) y altas (**A.3.17**) de los tratamientos con **N-AT** a 17 °C, se observó un cambio en el sustrato energético, estos utilizaron a los carbohidratos y obtuvieron valores de 46.98 ± 2.05 y 50.92 ± 8.76 respectivamente. También se observó un cambio en el sustrato energético de los mexclapiques que se expusieron a la alta concentración a 23 °C (**A.3.23**), ellos utilizaron por igual a las proteínas, lípidos y carbohidratos al obtener como resultado del cociente 32.28 ± 1.47 . En el resto de los tratamientos de las dos temperaturas (**A.2.17**, **A.1.23** y **A.2.23**) no se observó una modificación en el sustrato energético de los organismos, estos, como en los peces controles, utilizaron proteínas como fuente de energía (12.67 ± 0.73 , 13.5 ± 0.52 y 14.32 ± 0.91) (Fig. 19).

Mientras que en los peces de los tratamientos con **N-NO₂⁻¹** tampoco se observó un cambio en el sustrato energético. En las dos concentraciones y temperaturas (**N.1.17**, **N.2.17**, **N.1.23** y **N.2.23**) los organismos utilizaron proteína como energía (12.11 ± 1.61 ; 10.98 ± 2.13 ; 13.81 ± 0.91 ; 13.62 ± 0.92) (Fig. 19).

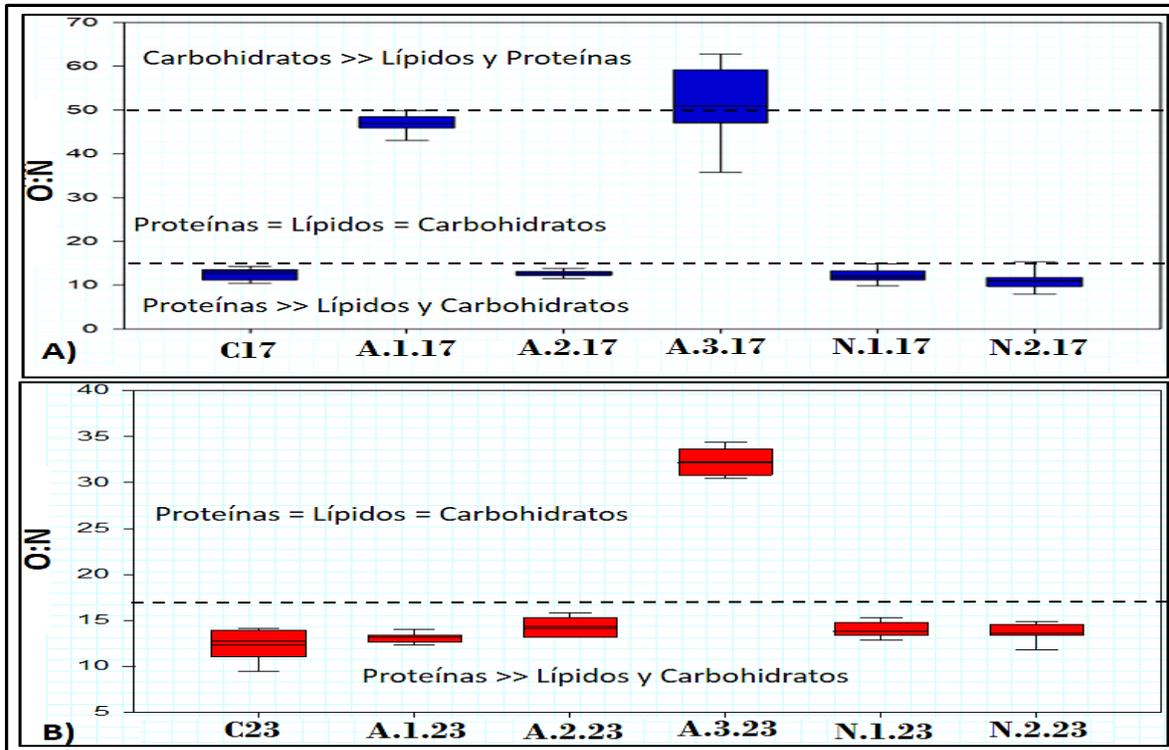


Figura 19. Relación O: N determinada en los mexclapiques de los diferentes tratamientos. A) a 17°C y B) a 23 °C.

8.8. Análisis estadísticos

Hasta el momento se han descrito los valores que se observaron en las variables de respuesta que se evaluaron en cada uno de los mexclapiques de los tratamientos. Para discernir las diferencias estadísticas entre los tratamientos se aplicó un análisis multivariado en el que se incluyeron todas las variables de respuesta anteriormente descritas. El modelo que se aplicó fue un PERMANOVA con permutaciones tanto en los tratamientos de **N-AT** y **N-NO₂⁻¹**.

8.8.1 N-AT

Los resultados del análisis de PERMANOVA con los registros obtenidos en el balance de energía mostraron que los factores concentración de **N-AT** y temperatura tuvieron efectos significativos ($p= 0.0005$ y 0.0046) en cada una de las variables de respuesta del balance energético evaluadas en los mexclapiques, por lo que el impacto del factor “concentración de **N-AT**” tiene efectos significativos en el balance de energía de los mexclapiques ajustado por el factor “temperatura” y viceversa. La interacción entre la concentración de **N-AT** y la temperatura no resultó significativa ($p= 0.27$), por lo que el

efecto de alguno de estos factores sobre las variables que componen el balance energético de los mexclapiques es el mismo en todos los niveles del otro factor (Tabla 6).

Tabla 6. Cuadro resumen con el resultado del PERMANOVA. Modelo aplicado a las variables de respuesta medidas en los mexclapiques expuestos a los diferentes tratamientos con N-AT.

Fuente de variación	g.l	Pseudo-F	p (perm)
N-AT	3	5.33	5 x10 ⁻⁴
Temperatura	1	8.35	4.6 x10 ⁻⁴
N-AT * Temperatura	3	1.28	0.2

El cambio de temperatura (de 17 °C a 23 °C) incrementó los aportes y costos energéticos de las variables de la ecuación del balance de energía en los mexclapiques; estos fueron en promedio del 13.25% en la variable C, 66.45% en F, 22.67% en R, 180.47% en U y del 4.66% en los peces que crecieron (**Controles**); para el caso de los organismos que disminuyeron su peso, 6.1 veces fue el aumento de la energía que se perdió en el crecimiento (Fig. 20).

Al contrastar el consumo de energía de los peces que fungieron como controles (**C17** y **C23**) y los que se expusieron a las concentraciones de **N-AT (A.1.17, A.1.23, A.2.17, A.2.23, A.3.17 y A.3.23)**, los controles consumieron y obtuvieron en promedio un 8.18 (17°C) y 10.41% (23°C) más energía del alimento. Otra diferencia destacable fue que el consumo de energía de los mexclapiques expuestos al **N-AT** se incrementó un 12.1 (17 °C) y 14.7% (23 °C) conforme aumentó su concentración en el agua (Fig. 20).

La menor energía eliminada por la formación de heces (F), se presentó en el tratamiento con la concentración más alta de **N-AT (A.3.17 y A.3.23)** y en los controles (**C17** y **C23**); al comparar estos tratamientos, la energía pérdida por los peces expuestos a la mayor concentración es ligeramente menor que la de los peces controles en un 6.3 y 7.4%. Al cotejar los tratamientos **A.1.17** (concentración mínima) y **A.2.17** (concentración intermedia) con los anteriores a su temperatura homologa, se observó un incremento de la energía del orden de 59.7 y 10.7%, al compararlos entre sí, se apreció una disminución de la energía en un 30.9% con el incremento de la concentración de N-AT; mientras que a 23°C se observaron incrementos en la baja e intermedia concentración (**A.1** y **A.2**) del orden del 55.1 y 88.4% y al comparar entre sí, la energía se aumentó en un 22.4% con la concentración de los tratamientos (Fig. 20).

En lo que respecta a la energía de la tasa metabólica (R), esta fue menor en los mexclapiques controles en un 34.06 (17 °C) y 39.91 % (23 °C). En los tratamientos con **N-AT**, el metabolismo de los peces se elevó con el incremento de su concentración en el agua, en un 24.12 (17 °C) y 22.51% (23 °C) (Fig. 20).

Se registraron las menores pérdidas de energía por la excreción de productos nitrogenados (U) en los peces de los tratamientos **A.3.17** y **A.1.17** (mayor y menor concentración), estos eliminaron un 73.95% menos que los demás tratamientos. Los organismos controles (**C17**) y los del **A.2.17** (concentración intermedia) presentaron los gastos de energía más altos, entre estos tratamientos, los mexclapiques del **A.2.17** eliminaron un 37.54% más de energía que los controles; mientras que, a 23°C, los peces que se expusieron a la mayor concentración (**A.3.23**) obtuvieron las menores pérdidas de energía. La excreción amoniacal de los peces de los demás tratamientos se incrementó en un 68.85% al elevarse la concentración de los tratamientos (controles – **A.1.23**) (Fig. 20).

En cuanto al crecimiento (P), los organismos controles fueron los que canalizaron una mayor energía para crecer. Una minoría de los peces que se expusieron a los tratamientos con **N-AT** crecieron, estos invirtieron en promedio el 8.54 (17 °C) y 25% (23 °C) de lo que canalizaron los organismos controles. La mayoría de los peces redujeron su peso o lo mantuvieron, pero, fue diferente el grado en el que disminuyeron su masa corporal; a 17 °C, conforme se incrementó la concentración de **N-AT**, la disminución del peso también, que en valores energéticos perdieron más energía. Al comparar los tratamientos **A.1.17** y **A.2.17** con **A.3.17**, las pérdidas de energía se duplican; mientras que a 23 °C, la disminución peso o pérdidas de energía del crecimiento fueron aún más grandes, los peces expuestos a la concentración mayor (**A.3.23**) y menor (**A.1.23**) de **N-AT**, presentaron las menores disminuciones o pérdidas energéticas del crecimiento, entre ellos la depauperación de energía difiere en un 5.27%, y las mayores pérdidas energéticas se observaron en la concentración intermedia (**A.2.23**) que fue un 35.42% mayor que los tratamientos anteriores (Fig. 20).

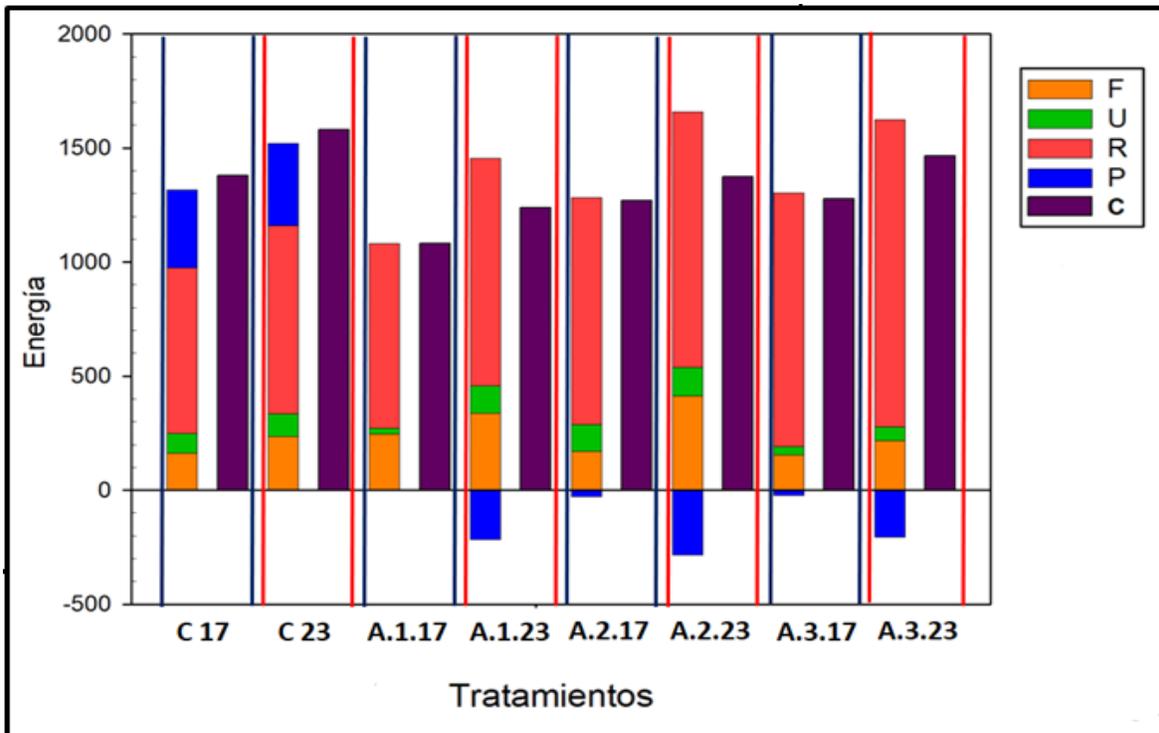


Figura 20. Diagrama de barras con los valores obtenidos en la energía de cada variable del balance energético de los mexclapiques controles y experimentales con N-AT a 17 y 23°C. F, heces; U, excreción amoniacal; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento.

De manera exploratoria, se realizó un gráfico de coordenadas principales (PCO), este mostró que la primera coordenada explicó el 56.3% de la variación en las variables de respuesta y fue debida a la energía destinada al crecimiento (P) y al consumo de alimento (C). En primera instancia se aprecia la separación de los tratamientos con las diferentes concentraciones de **N-AT** experimentadas, por el cambio de la temperatura, con ello se afirma el efecto de una mayor intensidad en las respuestas del balance energético de los mexclapiques. Los tratamientos ubicados en la parte superior de la gráfica, que en su totalidad son los controles, los vectores de P (crecimiento) y C (consumo de alimento) apunta hacia esa dirección, lo cual se afirma que en ellos se presentaron los valores más altos en estas variables. La dirección de los vectores R (tasa metabólica), U (excreción nitrogenada) y F (heces) se direccionan con base en las diferencias entre los tratamientos y a lo observado en las respuestas de los mexclapiques; el vector de R y la dispersión de los tratamientos se muestran en el gráfico al modo de que conforme se incrementó la concentración de los tratamientos, los peces elevaron su metabolismo; en el vector de F y la dispersión de los tratamientos muestran que los controles presentaron menores pérdidas

de energía por la defecación, esta se incrementó en los peces que se expusieron al N-AT y tendió a disminuir conforme se aumentó su concentración en el agua (Fig. 21).

Al realizar el gráfico de estrellas con el valor de los centroides de cada una de las variables de respuesta, se esclarecieron las diferencias estadísticas que nos indicó el PERMANOVA y lo observado en el gráfico PCO (Fig. 21)

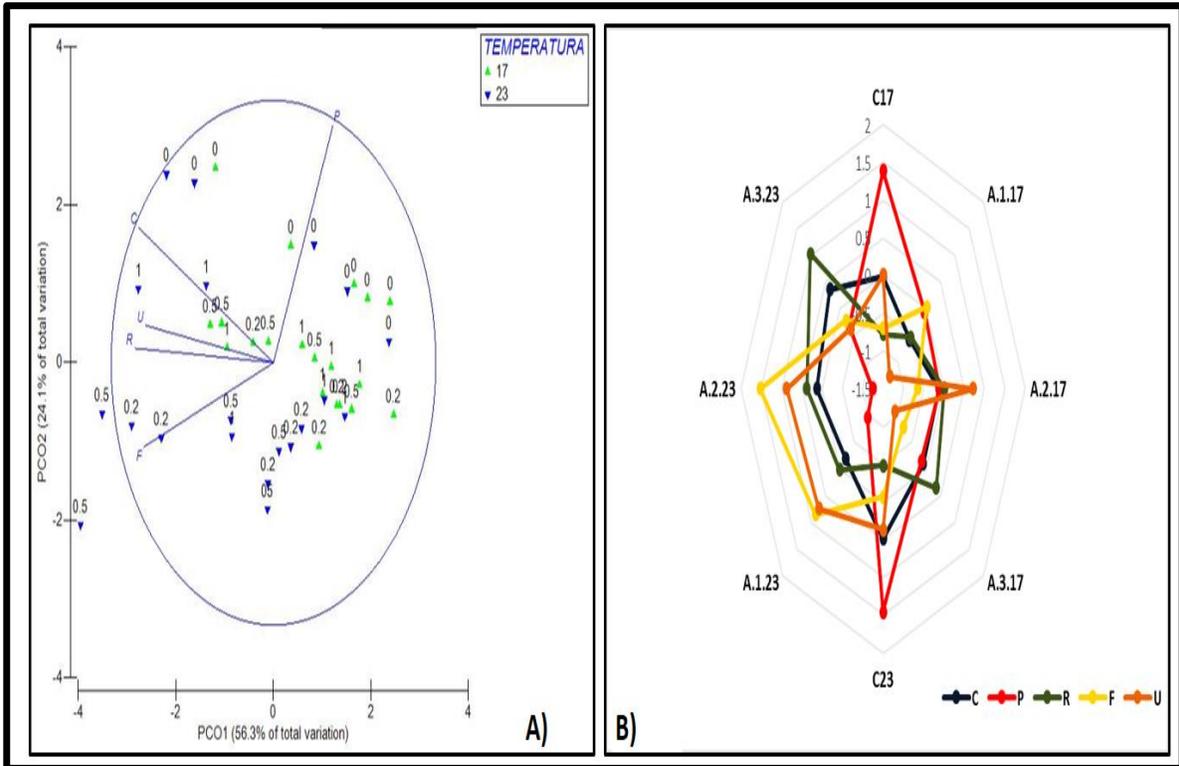


Figura 21. A) Grafica del análisis de coordenada principales con las variables de la ecuación general del balance de energía evaluadas en los *G. viviparus* controles y experimentales con N-AT. B) Gráfico de estrellas con los valores centroides de los valores normalizados de la variables de la ecuación general del balance de energía evaluadas en los *G. viviparus* controles y experimentales con N-AT. F, heces; U, excreción amoniacal; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento.

8.8.2 N-NO₂⁻¹

El estadístico (PERMANOVA) mostró que el factor “concentración de N-NO₂⁻¹ (Tratamientos) tuvo un efecto significativo en la respuesta de cada una de las variables evaluadas en los mexclapiques (p= 0.0024), mientras que el de “temperatura” no lo ejerció (p= 0.084). La interacción de los factores, tampoco resultó significativa (p= 0.45), por lo que el efecto de alguno de estos factores sobre las variables que componen el balance energético de los mexclapiques es el mismo en todos los niveles del otro factor (Tabla 7).

Tabla 7. Cuadro resumen con el resultado del PERMANOVA que se aplicó a las variables del balance energético que se midieron en los mexclapiques controles y experimentales con N-NO_2^{-1} .

Fuente de variación	g.l	Pseudo-F	p (perm)
N-NO₂⁻¹	2	15.141	0.0024
Temperatura	1	6.649	0.084
N-NO₂⁻¹ * Temperatura	2	1.321	0.58

Con el cambio de temperatura (de 17 °C a 23 °C) se observaron ligeros incrementos en los costos energéticos de las variables de la ecuación del balance de energía de los mexclapiques, en un promedio de 14.45 % en la variable C, 43.1% en F, 21.7% en R, 25.42% en U y para el caso de los organismos que disminuyeron su peso, en un 157% fue el aumento de la energía que se perdió en el crecimiento (Fig. 21).

Al contrastar el consumo de energía de los peces que fungieron como controles y los que se expusieron a las diferentes concentraciones de N-NO_2^{-1} , los organismos en niveles cercanos a cero de N-NO_2^{-1} , consumieron y obtuvieron en promedio un 25.36 (17°C) y 13.63 % (23°C) más energía del alimento. Otra diferencia destacable fue que en los tratamientos con N-NO_2^{-1} , el consumo de energía se incrementó un 49.99 (17 °C) y 19.57 % (23 °C) con el aumento de la concentración (Fig. 22).

Las menores pérdidas de energía por la formación de heces (F), se presentaron en los peces que fungieron como controles. A 17 °C, al contrastar los tratamientos **N.1.17** y **N.2.17** (menor y mayor concentración) con el grupo testigo, se observó un incremento del 94.29 %, mientras que, entre ellos, hubo una ligera disminución con el incremento del N-NO_2^{-1} ; mientras que, a 23°C, el incremento fue del 92.74 % en la energía eliminada por la defecación, pero, al comparar estos últimos entre sí, la energía se aumentó en un 21.21% (Fig. 22).

En lo que respecta a la energía que se canalizó en la tasa metabólica (R), a 17°C fue un 22.41% menor en los mexclapiques testigo. Con el incremento de la concentración de N-NO_2^{-1} en el agua, también se elevó el metabolismo de los peces en un 31.83%; mientras que, a 23 °C, la menor energía canalizada al metabolismo, se registró en el tratamiento **N.1.23** (menor concentración), que difiere 3.19 unidades energéticas con el tratamiento **C23** (control), al comparar estos peces experimentales con los organismos

correspondientes a **N.2.23** (mayor concentración) su metabolismo se incrementó en un 52.1% (Fig. 22).

En cuanto a la pérdida de energía por la excreción de productos nitrogenados (U). A 17 °C, los peces controles (**C17**) fueron los que perdieron una menor cantidad de energía, seguido por la de los organismos de **N.1.17** (menor concentración) que difieren en un 19.05% y los más altos se presentaron en los mexclapiques del **N.2.17** (mayor concentración) con un 75.94% de energía diferida; mientras que, a 23°C, los peces expuestos a la concentración menor de **N-NO₂⁻¹** (**N.1.23**) obtuvieron los valores mínimos de energía, que difieren un 5.85% en energía excretada con los organismos testigo (**C23**); al comparar estos peces experimentales con los organismos correspondientes a **N.2.23**, su excreción amoniacal se incrementó en un 52.70% (Fig. 22).

En cuanto al crecimiento (P), los organismos controles fueron los que canalizaron una mayor energía para crecer. En los tratamientos con **N-NO₂⁻¹**, una minoría de peces a 17 °C crecieron, estos invirtieron en promedio un 5.83% (**N.1.17** y **N.2.17**) de la energía que canalizaron los controles. En los peces que redujeron su peso, se observó una diferencia en el grado en que lo disminuyeron y por ende en las cantidades de energía que perdieron; conforme se incrementó la concentración de **N-NO₂⁻¹**, esta disminución fue del orden de un 87.18% mayor; mientras que, a 23 °C, todos los peces perdieron energía y también se intensificaron con el aumento de la concentración de **N-NO₂⁻¹**. estas pérdidas energéticas se cuadruplicaron (4.48) (Fig. 22).

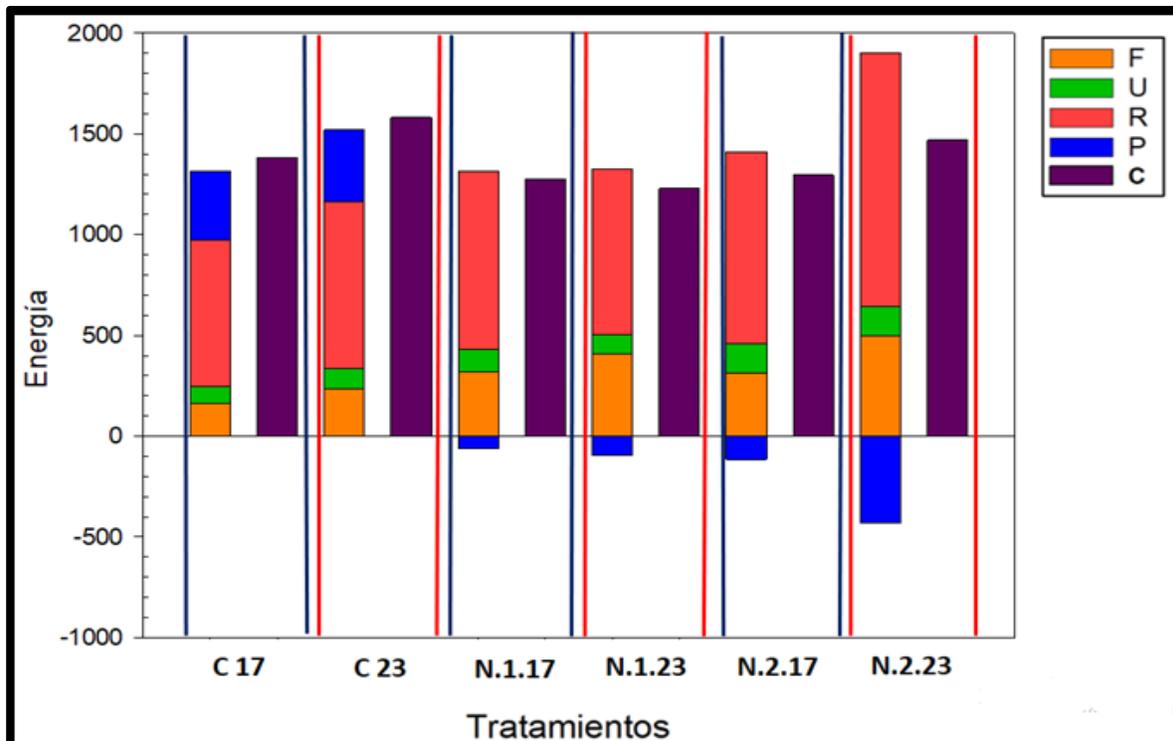


Figura 22. Diagrama de barras con los valores obtenidos en la energía de cada variable del balance energético de los mexclapiques controles y experimentales con $N-NO_2^{-1}$ a 17 y 23°C. F, heces; U, excreción amoniacal; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento.

En el análisis de PCO, la primera coordenada explicó el 71% de la variación en la respuesta de los organismos y principalmente fue ejercida por las variables P y C. En primera instancia, en comparación con el gráfico del análisis con **N-AT**, no se aprecia la separación de los tratamientos con las diferentes concentraciones experimentadas, por el cambio de la temperatura. Los tratamientos controles (0) ubicados en la región superior derecha, los vectores de las variables P (crecimiento) y C (consumo de alimento) apuntan hacia su dirección, por lo tanto, se afirma que estos organismos fueron los que obtuvieron una mayor energía del alimento y crecieron. Para las variables R y U, sus vectores se direccionan hacia la izquierda, al considerar su dirección y en cómo se posicionaron los valores observados en los tratamientos, **N.1** (0.25) y **N.2** (0.45) obtuvieron mayores gastos de energía en estas variables; y para el caso de F, el vector apunta a la región inferior izquierda y justo ahí se ubica el tratamiento **N.2** (0.45), este tratamiento presentó las mayores pérdidas de energía por formación de heces. De igual forma, las diferencias

estadísticas marcadas por el PERMANOVA son más claras con el gráfico de estrellas (Fig. 23).

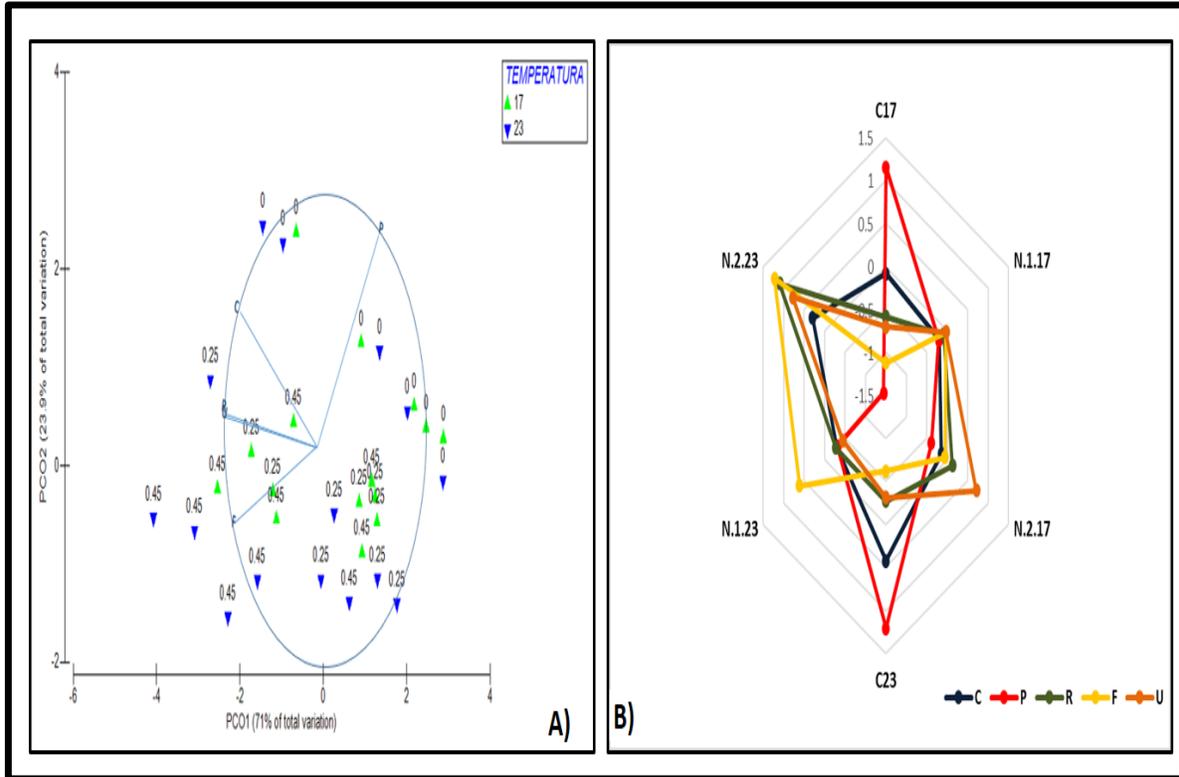


Figura 23. A) Gráfica del análisis de coordenada principales con las variables de la ecuación general del balance de energía evaluadas en los *G. viviparus* controles y experimentales con $N-NO_2^{-1}$. B) Gráfico de estrellas con los valores centroides de los valores normalizados de las variables de la ecuación general del balance de energía evaluadas en los *G. viviparus* controles y experimentales con $N-NO_2^{-1}$. F, heces; U, excreción amoniacal; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento.

8.9. Respuesta Integrada del Balance de Energía

Se consideró el consumo de alimento como el 100% de la energía neta disponible para los mexclapiques de cada uno de los tratamientos evaluados.

Los organismos controles (**C17** y **C23**) utilizaron la mayor parte de la energía que consumieron en la tasa metabólica (R), en el orden del 54.29 (**C17**) y 55.05% (**C23**). En segundo plano canalizaron energía en el crecimiento (P) al utilizar el 26.03 y 23.59% respectivamente. En lo que respecta a las pérdidas energéticas, eliminaron el 12.39 y 15.40% en la formación de heces (F) y el 6.49 y 6.69% en las excreciones nitrogenadas (U) (Fig. 24); al plasmar los resultados de estos tratamientos en cada una de estas variables

de respuesta en los radares de estrella, se observó que los vértices de los polígonos que formaron se prolongan las variables C y P debido a que obtuvieron los mayores consumos de energía y por ende pudieron canalizar una mayor cantidad de energía al crecimiento que el resto de tratamientos. Mientras que los vértices de R, F y U son de los menos extensos al haber presentado de los metabolismos bajos y perder menos energía en la formación de heces y en la excreción nitrogenada. Entonces, los peces al exponerse a una condición del agua con concentraciones de N-AT cercanas a cero, presentaron un mayor efecto en el consumo de alimento (obtienen una mayor cantidad de energía), por lo que pueden canalizar una mayor cantidad de energía en el crecimiento, utilizan una menor cantidad de su presupuesto energético en la tasa metabólica y merman menos energía en las heces que forman y en la excreción de los productos nitrogenados (Fig. 24).

Los peces que se expusieron al tratamiento con la menor concentración de N-AT (**A.1.17** y **A.1.23**) invirtieron el 74.83 y 80.64% de su energía en el metabolismo de rutina, perdieron el 22.69 y 27.32% en las heces que expulsaron y el 2.54 y 9.58% en los productos nitrogenados que excretaron. Estos organismos al disminuir su peso, perdieron el 0.03 y 17.47 % de energía (Fig. 24); en el gráfico de estrellas, los vértices de los polígonos de estos tratamientos disminuyen en las variables C y P al reducir el consumo y destinar una menor cantidad de energía; mientras que el de las variables R, F y U comienzan a extenderse. Ante las condiciones del tratamiento **A.1.17**, el polígono tiene un pronunciamiento en los vértices F y P, por lo que en estos peces los efectos son reflejados en mayor intensidad en estas variables al perder una mayor cantidad de energía en la formación de heces y en aun invertir una cantidad mínima en el crecimiento o bien pueden mantener su peso, que de cierta manera se refleja en los incrementos del metabolismo; al incrementarse la temperatura como en el tratamiento **A.1.23**, los efectos en el crecimiento son tenaces (disminuye la longitud del vértice, los peces disminuyen más su crecimiento) y los costos en el metabolismo y las pérdidas de energía en F y U se incrementan, dicho caso se observó con las extensiones de los vértices en las variables F, U y R (Fig. 25.).

El presupuesto energético de los tratamientos **A.2.17** y **A.2.23** (concentración intermedia de N-AT) fue de la siguiente manera: 13.34 y 30.11 % de la energía se eliminó en la formación de heces, 78.40 y 81.59% se canalizó en la tasa metabólica, el 9.28 y 9.07% se perdió en la excreción nitrogenada y del crecimiento, el 2.20 y 20.76% fue la energía que perdieron los peces al disminuir su peso (Fig. 24); en la gráfica de estrellas, a 17 °C se observó un mayor efecto en las variables C, R y U al extenderse sus vértices, por lo que

ante esta condición, los peces consumieron más energía del alimento, incrementaron sus costos energéticos del metabolismo y en las pérdidas energéticas de la excreción nitrogenada. Que se ve reflejada en una mayor disminución en el peso (también disminuyó su vértice); mientras que, a 23°C, en C, F, R y U se extendieron sus vértices y en P se acortaron. Ante esta condición (principalmente el incremento de temperatura), los mexclapiques presentaron un considerable efecto en sus respuestas que propicia a una mayor pérdida de peso (Fig. 25).

Los peces que se expusieron a la mayor concentración experimental (**A.3.17** y **A.3.23**) invirtieron el 87.09 y 91.85 % de la energía en el metabolismo, el 12.02 y 14.87% la eliminaron al formar las heces y el 2.95 y 4.65% se perdió en la excreción amoniacal. En el crecimiento, el 1.91 y 13.99% fue la energía que disminuyeron, al no incrementar su peso. (Fig. 24). Al plasmar los resultados de estos tratamientos en el gráfico de estrellas, se observó que el vértice en R es el más prolongado, seguido por el de la variable C, ante esta condición los organismos consumen una mayor cantidad de alimento, comparado con las otras concentraciones experimentadas y el metabolismo es de los que principalmente se afecta al incrementar sus demandas energéticas de su presupuesto (Fig. 25).

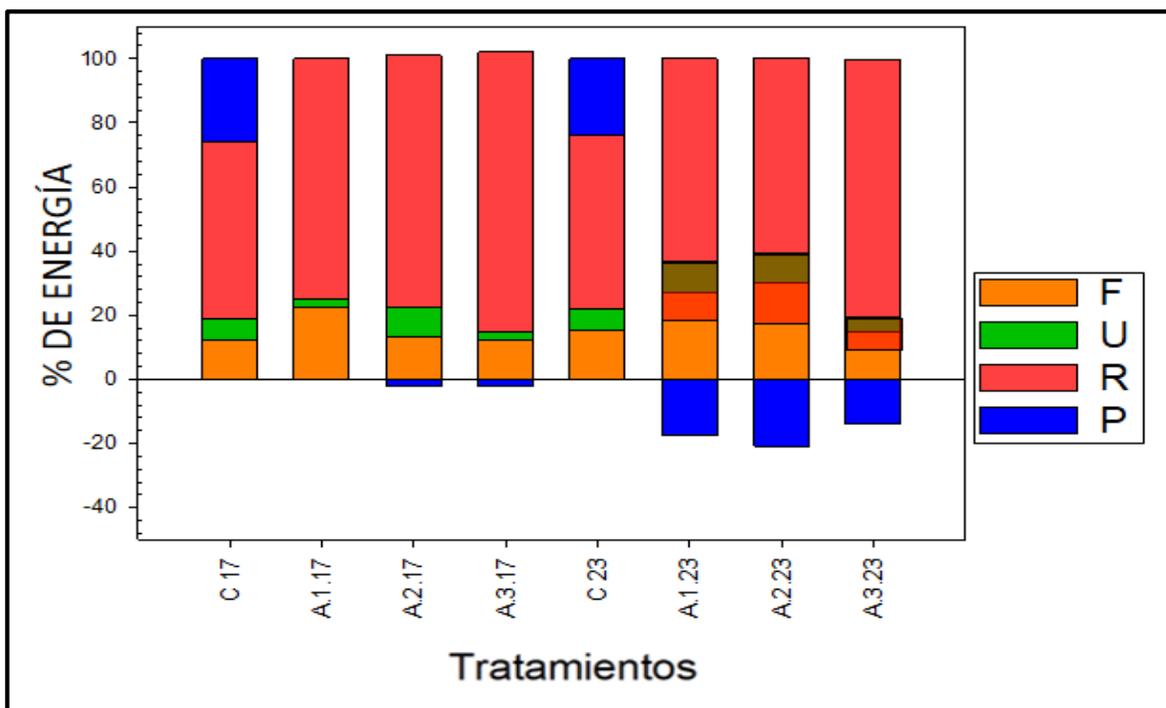


Figura 24. Diagrama de barras con la distribución energética porcentual del alimento consumido a las diferentes respuestas que componen el balance energético de los mexclapiques controles y experimentales de N-AT a 17 y 23 °C. F, heces; U, excreción amoniacal; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento.

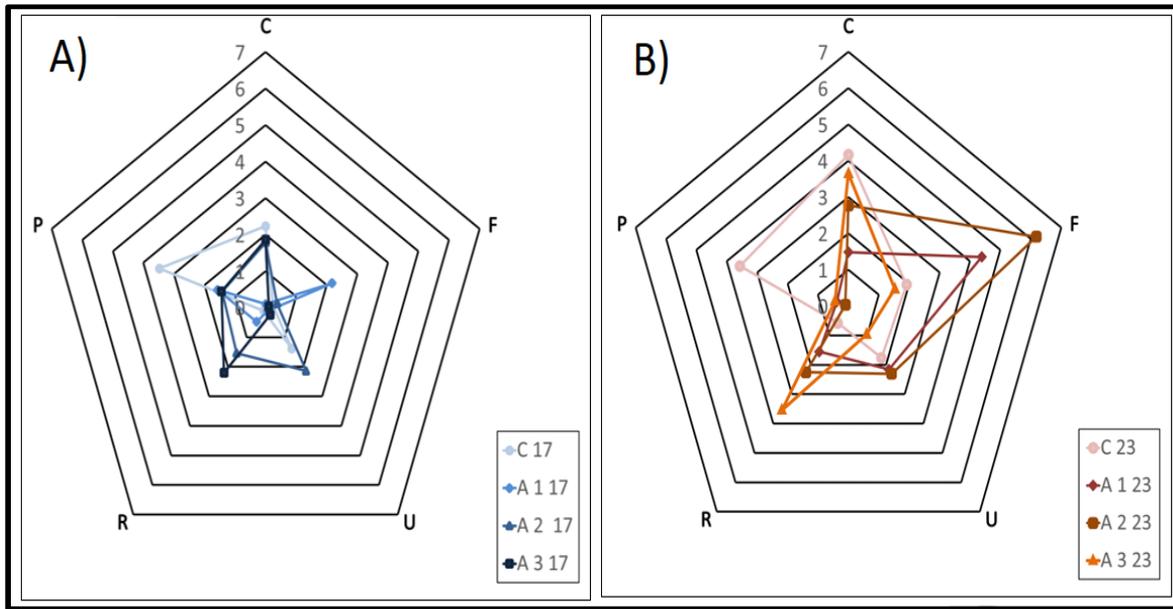


Figura 25. Respuesta Integrada del balance de energía de los mexclapiques controles y expuestos a los tratamientos con N-AT a 17 °C (A) y 23 °C (B). F, heces; U, excreción amoniacal; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento.

En los tratamientos con $N-NO_2^{-1}$, los mexclapiques de los tratamientos **N.1.17** y **N.1.23** (menor concentración) invirtieron el 69.2 y 66.89% de la energía en el metabolismo, el 24.87 y 33.19% la eliminaron en la formación de heces, el 8.89 y 7.81% se perdió en las excreciones nitrogenadas y el 4.85% y 7.84% fue la energía que los peces perdieron al no crecer (Fig. 26). En el radar de estrellas se observa que los vértices de las variables F y R son más prolongados que el de los controles (en ambas temperaturas) debido a que la energía en el metabolismo y la utilizada en la formación de heces fue mayor, ante esta condición los efectos en los peces son mayores en estas variables; mientras que en P y C las distancias de los vértices se disminuyen al no haber incrementado su peso y por presentar menores consumos de alimento. Cabe destacar que las respuestas a esta concentración se intensifican con un incremento en la temperatura (17 a 23°C) (Fig.26).

Con respecto al presupuesto energético de los tratamientos **N.2.17** y **N.2.23** (alta concentración) los peces canalizaron el 73.61 y 85.80% de la energía en el metabolismo, el 24.22 y 33.67% la perdieron en la formación de heces, el 11.11 y 9.98% lo eliminaron en las excreciones nitrogenadas y en el crecimiento perdieron un 8.94 y 29.21% de energía al no incrementar su peso (Fig. 26). En la gráfica de estrellas, este tratamiento comparado con el tratamiento y el testigo, se observó un mayor efecto en las variables F, R y U debido a la extensión de sus respectivos vértices y respaldado con los aumentos de energía de los

peces en estas respuestas fisiológicas. Es destacable mencionar que el vértice de la variable P disminuye al incrementar la pérdida de energía o bien las de peso. En el caso de la variable C, el vértice se incrementa al haber obtenido un mayor consumo de alimento comparado con el tratamiento de baja concentración (Fig. 27).

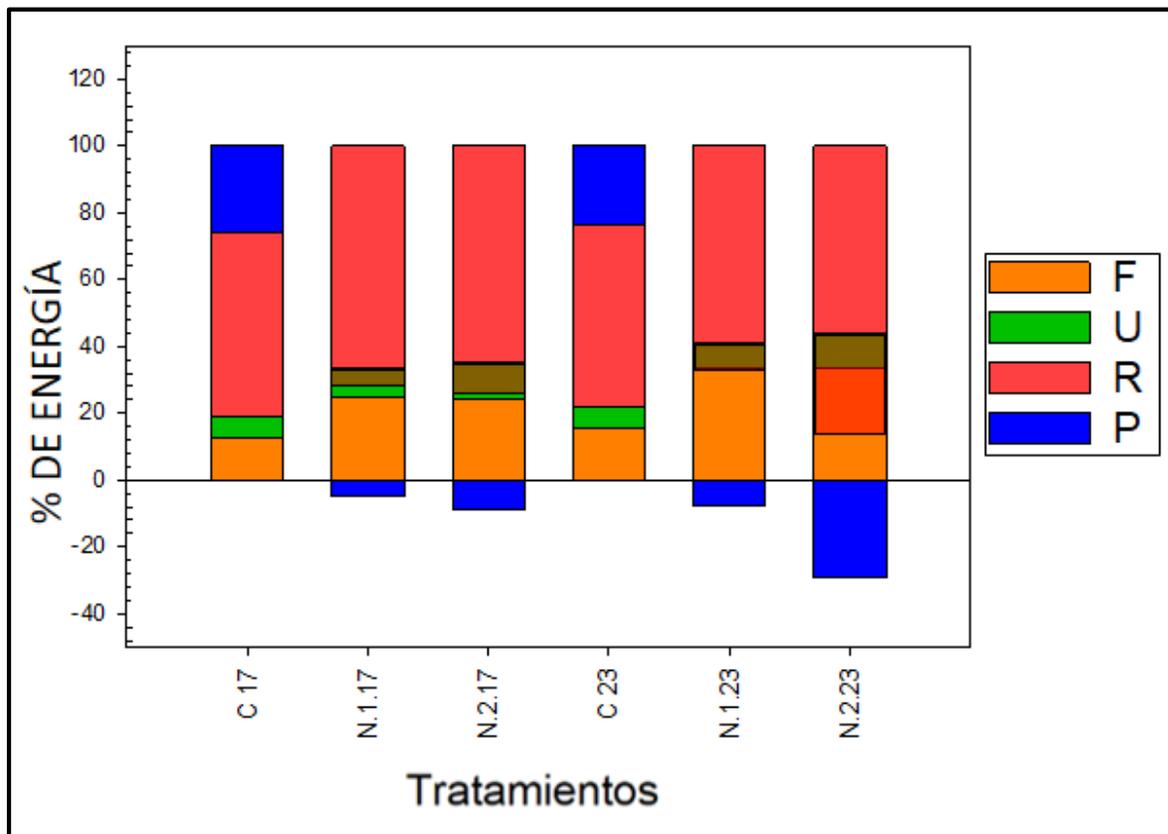


Figura 26. Diagrama de barras con la distribución energética porcentual del alimento consumido a las diferentes respuestas que componen el balance energético de los mexclapiques controles y experimentales de N-NO₂⁻¹ a 17 y 23 °C. F, heces; U, excreción amoniacal; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento.

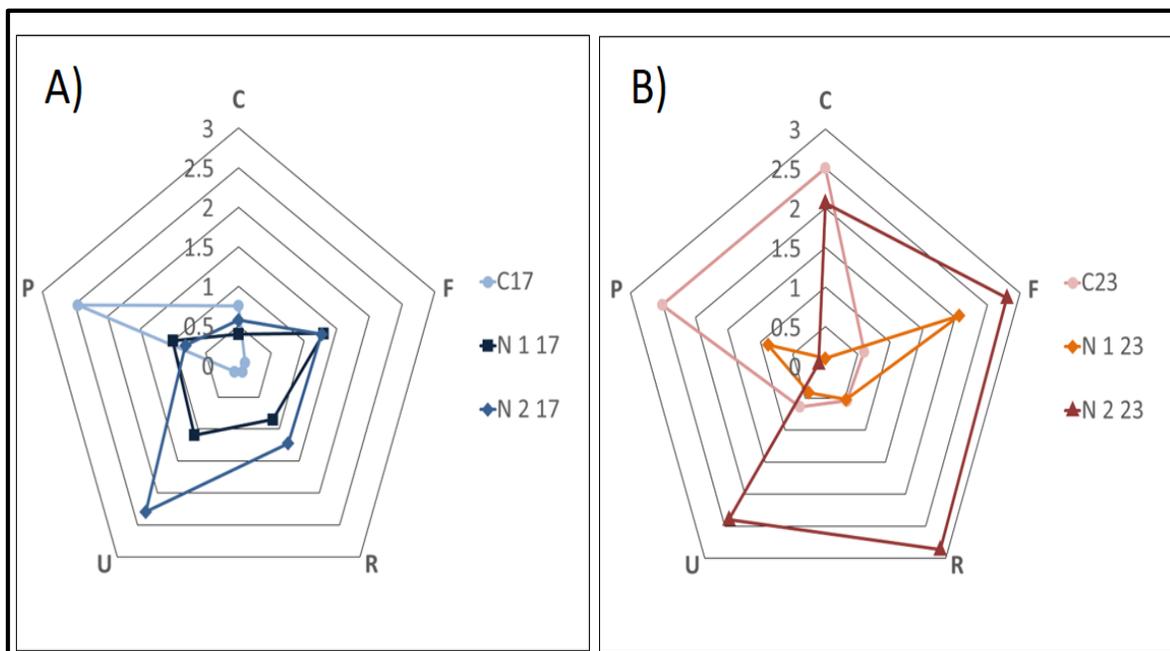


Figura 27. Respuesta Integrada del balance de energía de los mexclapiques controles y expuestos a los tratamientos con $N\text{-NO}_2^{-1}$ a 17 °C (A) y 23 °C (B). F, heces; U, excreción amoniacal; R, tasa metabólica; P, crecimiento; C, consumo de alimento.

9. Discusión general

Uno de los objetivos particulares que se planteó en este trabajo de investigación fue: “realizar una caracterización anual de las condiciones ambientales de los tres lagos de Chapultepec, a partir de la medición de los parámetros fisicoquímicos de calidad del agua” para conocer la condición actual de estos lagos.

Los lagos artificiales de Chapultepec (L. Viejo, L. Mayor y L. Menor) se describen como cuerpos acuáticos someros e hipertróficos que presentan bajos niveles de transparencia (disco Secchi), valores de pH básicos, se encuentran sobresaturados de oxígeno, con bajo contenido iónico (conductividad) y elevadas concentraciones de nutrientes ($N\text{-AT}$, $N\text{-NO}_2^{-1}$, $N\text{-NO}_3^{-1}$ y P) y clorofila a; además, cada lago muestra características propias que permiten diferenciarlos y no son totalmente variables por efectos de la temporalidad de la zona geográfica en donde se ubican. En general, las actuales condiciones ambientales de los lagos se han mantenido durante un largo lapso (Alcocer, 1988; Alcocer *et al.*, 1988; Guzmán, 1989; Flores, 1991; Muro, 1994; González, 1995; Navarrete *et al.*, 2004; Olivares *et al.*, 2015).

Con los modelos estadísticos que se aplicaron, se determinó que no hay una variación en los lagos que sea producto de la estacionalidad local, lo que concuerda con lo reportado por Alcocer (1988) y Cruz y Martínez (1999); aunque en este estudio, la temperatura del agua sí mostró una variación entre las épocas cálida-húmeda (**CH**) y la fría-seca (**FS**). Las diferencias en la temperatura al nivel espacial se asociaron principalmente a la hora del día en la que se realizaron los muestreos. Las estaciones del L. Viejo (**LV1, LV2 y LV3**) siempre fueron las primeras en ser medidas (11:00 a 13:00 hrs), seguidas de las estaciones del L. Mayor (**LM4 y LM5**) (14:00 hrs y 16:00 hrs) y por último el L. Menor (**LM6**) (17:00 hrs). Estas variaciones entre los lagos también fueron reportadas por Flores (1991); a nivel temporal, al ser lagos de poca profundidad, el calentamiento o enfriamiento del agua es influenciado por la temperatura ambiental, la radiación solar y la acción del viento que coinciden y se relacionan con las diferentes épocas de la localidad. La temporalidad en la temperatura del agua de Chapultepec, también se ha reportado en por González (1995) y en otros lagos urbanos someros y artificiales como el de la Alameda Oriente (Montesino, 2013), Dongshan de China (Zou *et al.*, 2013), Alameda de la solidaridad en Morelos (García *et al.*, 2014), el Tezozómoc (Morlán, 2014) y Concepción de Chile (Almanza *et al.*, 2016).

En los L. de Chapultepec se observó una sobresaturación del gas, producto de la tasa fotosintética del fitoplancton que está relacionada con las concentraciones elevadas de clorofila a y un pH básico (Tabla 1). La temperatura del agua es otro factor importante que influye en la cantidad de oxígeno disponible en la columna de agua (Myle y Cech, 2004), que, particularmente en los lagos de Chapultepec cobra relevancia junto con la radiación solar de la hora del día porque aceleran las tasas fotosintéticas del fitoplancton como se observó en el L. Mayor y Menor que mostraron una mayor temperatura y concentración de oxígeno disuelto que el L. Viejo, (Alcocer, 1988; Muro, 1994; Gonzalez, 1995). En otros cuerpos acuáticos urbanos se han reportado altas concentraciones de oxígeno que varían entre el 180% (L. Kartuzy, Polonia) y 230% de saturación (L. Onondaga, Estados Unidos de Norte América), comparados con los de Chapultepec (L. Viejo = 133.95 ± 22.91 % de saturación; L. Mayor = 189.08 ± 48 % de saturación; L. Menor = 157.14 ± 54.54 % de saturación) los niveles son similares; la excesiva concentración de oxígeno en el agua de los lagos antes mencionados es asociada a la gran abundancia de biomasa algal (Effler *et al.*, 1990; Dunalska *et al.*, 2012).

En los L. de Chapultepec se observó que el pH se mantuvo con valores básicos, con diferencias estadísticas entre las estaciones de muestreo de los lagos (Tabla 1); tal observación también fue reportada en los trabajos de Alcocer (1988), Flores (1991), Muro (1994), González (1995), Navarrete *et al.* (2004), Ceballos *et al.* (2005), Olivares *et al.* (2015) y Palacios y Vega (2015). En estos lagos, la variable puede estar influenciada por la cantidad de biomasa de microorganismos fotosintéticos y a los desechos orgánicos que son depositados junto con el agua con los que son abastecidos (Driscoll *et al.*, 2007; Jeschke *et al.*, 2013); de manera concreta, los niveles de pH mayores (**Lm6**, **LM5**, **LV3** y **LV2**) y menores (**LV1** y **LM4**) se observaron en las estaciones que contenían la máxima y mínima concentración de clorofila a respectivamente, las grandes floraciones incrementan el nivel de pH al disminuir la concentración del CO₂ durante la fotosíntesis diurna (Yu *et al.*, 2015; Liu *et al.*, 2014); esta relación se observó y se atribuyó en los lagos urbanos de Onondaga (Effler *et al.*, 1990), Sarmiento de Argentina (Novoa *et al.*, 2011), Alameda Oriente (Montesino, 2013), los hindúes Thaltés, Memnager y Sarkhej (Akshay, 2014), la Alameda de la Solidaridad (García *et al.*, 2014) y Concepción (Almanza *et al.*, 2016).

Las concentraciones de N-AT, N-NO₂⁻¹ y N-NO₃⁻¹ en los L. de Chapultepec son elevadas con respecto a las reportadas en la literatura (Alcocer *et al.*, 1988; Wetzel, 2001; Navarrete *et al.*, 2004), con diferentes concentraciones entre y dentro de los lagos (Tabla 1.). Al nivel temporal, la dinámica de cada una de estas especies reactivas no presentó un patrón que fuese claro, al mostrar de manera puntual aumentos y disminuciones que se intercalaron en los meses de muestreo. Estas características son producto del tipo de agua que los abastece, la cual procede de un sistema de tratamiento secundario que contiene concentraciones importantes de nitrógeno inorgánico (Salas y Martino, 1991; de Anda y Maniak, 2007; Wang *et al.*, 2007; Gesundheit, 2011). Las aguas residuales domésticas son de las mayores fuentes de contaminación por nitrógeno en los cuerpos acuáticos (Xie *et al.*, 2007; Grimm *et al.*, 2008); en este tipo de aguas las concentraciones de nitrógeno, carbono y fosforo son generalmente estables (Ma *et al.*, 2013); al comparar las concentraciones de N-AT, N-NO₂⁻¹ y N-NO₃⁻¹ del presente estudio (Tabla 1.), con las reportadas por Alcocer (1988), Flores (1991) y Muro (1994), es evidente que ha ocurrido una acumulación de estos.

Se revisaron datos disponibles de la concentración de N-AT del afluente principal de los lagos y estos oscilaron de 4.99 a 24 mg N-AT/l (Chapa y Vadillo, 1984; Ochoa, 1986; Alcocer, 1988). Estos datos no corresponden con las concentraciones registradas en este estudio (0.02 – 5.85 mg N-AT/l). El N-AT es una variable importante a evaluar en este tipo

de sistemas, debido a que promueve el crecimiento del fitoplancton (Harris,1986; Wetzel, 2001), y de acuerdo con Tavera (1996) las concentraciones sobrepasan el valor óptimo para el incremento de la productividad primaria (0.015 -0.020 mg N-AT /l). El pH es una variable fundamental que se relaciona con el N-NH₃, porque define el grado de toxicidad para la vida acuática (EPA, 1999). En el caso de los L. de Chapultepec, se observaron variaciones en el pH y en la concentración de N-AT de cada una de las estaciones de muestreo, con ello se identificaron las estaciones en donde hubo un predominio de la fracción ionizada (**LV1** y **LM4**) y desionizada (**LV2**, **LV3**, **LM5** y **Lm6**). Si comparamos los registros de otros lagos con los que se observaron en los L. de Chapultepec, resulta que el del lago Hanzhou (3 a 6 mg N-AT /l; 8.5 a 9.1 pH), Tai (0.2 a 20 mg N-AT /l; 7.8 a 8.9 pH) y Onodaga (5 a 15 mg N-AT /l; 7.9 a 9.3 pH) son mayores, pero, eso no descarta la posibilidad de que las condiciones de los L. de Chapultepec no sean perjudiciales para la biota (Gelda *et al.*, 2001; Li *et al.*, 2017).

El N-NO₂⁻¹, usualmente no predomina entre las otras sustancias nitrogenadas en los ambientes acuáticos (< 1µM). Las concentraciones de los L. de Chapultepec son similares a las de los L. urbanos de Amatitlán de Guatemala (0.43 – 1.24 mg N-NO₂ /l), Juan Garay de Argentina (0.002 – 0.005 mg N-NO₂⁻¹ /l), Lo Galindo (0.1 -1 mg N-NO₂⁻¹ /l), Tres Pascualas (0.02 -0.08 mg N-NO₂⁻¹ /l), Lo Méndez (0.02 – 0.18 mg N-NO₂⁻¹ /l) y Redonda de Chile (0.02 – 0.3 mg N-NO₂⁻¹ /l) (Pérez, 2007; Almazán *et al.*, 2016; Polla *et al.*,2016). Además, tienen en común que la forma oxidada del nitrógeno disuelto (N-NO₃⁻¹) dominó sobre las reducidas (5 – 16.4 mg N-NO₃ /l en Amatitlán; 0.01 - 1 mg N-NO₃ /l en Juan Garay; 0.1 – 4.69 mg N-NO₃⁻¹ /l en Lo Galindo; 0.1 – 8.54 mg N-NO₃⁻¹ /l en Tres Pascualas; 0.5 – 4.30 mg N-NO₃⁻¹ /l en Lo Méndez; 0.1 – 2.60 mg N-NO₃⁻¹ /l en la Redonda). El nitrógeno en forma de N-AT y N-NO₂⁻¹ se transforma en el proceso de nitrificación, el cual es facilitado por la amplia disponibilidad de oxígeno disuelto en la columna de agua, y al ser asimilado en la biomasa de los productores primarios se refleja en la concentración de clorofila a (Alcocer,1988; Muro, 1994; Kalff, 2002; Rosamond *et al.*, 2012; Glibert *et al.*, 2014). Esta relación coincide con la variación espacial observada en los L. de Chapultepec: las estaciones que presentaron una menor concentración de N-NO₃⁻¹ son las que registraron una mayor concentración de clorofila a, condición que también ha sido reportada por Oliva *et al* (2008) y Morlán (2014) en el lago urbano Tezozómoc.

La profundidad de los L. de Chapultepec tiene un efecto importante porque se produce una mezcla continua que genera variaciones en el funcionamiento del sistema

(Scheffer 1998). Una mezcla constante por acción del viento oxigena la columna de agua, resuspende los sedimentos y mantiene a los nutrientes en suspensión, a manera accesible para los productores primarios, por lo que son más productivos (Wetzel, 2001; Ji y Jin, 2006). Este efecto que se relaciona con la baja profundidad de los lagos, también se ha descrito en los lagos Lo Galindo, Lo Méndez y las Tres Pascualas (Almanza *et al.*, 2016).

Los L. de Chapultepec al abastecerse del agua de la planta de tratamiento de agua residual doméstica (500 – 800 $\mu\text{S/cm}$), reciben una cantidad media de iones disueltos, que se reflejan en los valores observados de conductividad (Roldan y Ramírez, 2008). Al medir esta variable en los cuerpos acuáticos, proporciona información acerca de la productividad primaria y se pueden detectar puntos o sitios de contaminación. Entonces, los valores de conductividad que se observaron en los L. de Chapultepec también son un reflejo de las posibilidades de la producción primaria (> 60 $\mu\text{S/cm}$ indica alta productividad o eutrofia); a nivel espacial se registró una variación (Tabla 1.), las estaciones del L. Viejo (**LV1**, **LV2** y **LV3**) fueron menores (368 – 534 $\mu\text{S/cm}$) y las del L. Mayor (**LM4** y **LM5**) y Menor (**Lm6**) un poco mayores (419 – 592 $\mu\text{S/cm}$). Al comparar estos resultados con los trabajos de Alcocer (1988), Muro (1994), González (1995) y Navarrete *et al.* (2004) se detectó una ligera acumulación de iones y sólidos; asimismo, estos resultados obtenidos en Chapultepec se cotejaron con valores que se han registrado en el L. Tezozómoc (808 $\mu\text{S/cm}$), Juan Garay (1100 $\mu\text{S/cm}$) y Alameda Oriente (2500 $\mu\text{S/cm}$), tales lagos tienen una mayor cantidad de sólidos comparados con Chapultepec y es importante resaltar que en ellos, si se ha observado una evidente variación temporal por el efecto de dilución y concentración que ejerce la precipitación pluvial (Oliva *et al.*, 2008; Montesino, 2013; Polla *et al.*, 2016).

La transparencia de los lagos de Chapultepec, fue diferente en cada estación de muestreo (Tabla 1). En general, los valores indican que presentan una baja visibilidad en la columna del agua por la elevada productividad primaria y el excesivo crecimiento del fitoplancton; las estaciones con una mayor transparencia (**LV1**, **LM4** y **LM5**) son las que obtuvieron una menor concentración de clorofila a, mientras que las de menor transparencia (**LV2**, **LV3** y **Lm6**) registraron una mayor cantidad de clorofila. Dicha relación se ha observado en los lagos de la Alameda Oriente (Montesino, 2013), Tezozómoc (Morlán, 2014), Lo Galindo, Tres Pascualas, Lo Méndez y Redonda (Almanza *et al.*, 2016). Al comparar los datos reportados por Alcocer (1988), Flores (1991), Muro (1994), González (1995) y Palacios y Vega (2015), esta variable ha experimentado una ligera disminución con el tiempo.

La concentración de fósforo (P) total en los L. de Chapultepec estuvo influenciada por las descargas de agua tratada (Tabla 1). En otros cuerpos acuáticos artificiales que se abastecen con agua de desechos domésticos, se han registrado concentraciones similares de este nutriente, como, por ejemplo, el lago Onondaga (0.018- 0.219 mg PT /l [Gelda *et al.*, 2001]), Tai (0.08 – 0.311 mg PT /l [Zhang *et al.*, 2010]), Dongshan en China (0.19 - 0.38 mg PT /l [Zou *et al.*, 2013]) y el Havel de Alemania (0.1 - 0.3 mg PT /l [Lindim *et al.*, 2015]); la concentración de P también presentó diferencias a nivel espacial (Tabla 1). Los datos actuales en Chapultepec, mostraron de manera general una disminución en la concentración, que oscila de 18.2 a 32.6% con relación a los datos presentados por Alcocer *et al.* (1988). Se ha descrito que los cuerpos de agua contienen una cierta cantidad de fósforo inactivo en el sedimento y se libera en condiciones de anoxia. No se cuenta con el año exacto, pero se instalaron aireadores flotantes que mantienen oxigenada la columna del agua, lo cual propicia que el nutriente se mantenga retenido por el hierro en los sedimentos (Dodds, 2003; Kalff, 2003).

La concentración de clorofila a es una de las variables que puede ser utilizada como proxy de la eutrofización (Søndergaard *et al.*, 2011) y define los niveles de descargas de nutrientes en los cuerpos de agua (Wu y Malmstrom, 2015). Se han reportado concentraciones por arriba de 140 µg/l en el lago Havel (Lindim *et al.*, 2015), de 45 a 355 µg/l en el Tezozómoc (Morlán, 2014), de 15 a 330.41 µg/l en Lo Galindo, de 4.7 a 351.59 µg/l Lo Méndez, de 1.67 a 138.52 µg/l en Las Tres Pascualas y de 1.01 a 112.89 µg/l en la Redonda (Almazán *et al.*, 2016). En estos lagos, se manifiestan problemas de eutrofización al grado de considerarlos inadecuados para los fines recreativos; además, se ha observado una gran variación de dicha variable, que es producida por la temporalidad de la localidad y se ha correlacionado de manera positiva con la concentración de nutrientes (P y N), un incremento es una condición favorable para el desarrollo de la comunidad fitoplanctónica, que se manifiesta con aumento de su biomasa y una medida indirecta es la concentración de clorofila-a (Sheffer, 2004). Dichas descripciones son comparables y de mayor magnitud en los L. de Chapultepec (Tabla 1).

Con base en los valores bajos de transparencia y a las grandes concentraciones de nutrientes y clorofila a, los L. de Chapultepec se catalogan como de tipo hipertrófico (Carlson, 1977; Barica, 1992; Chen *et al.*, 2003; Zhang *et al.*, 2010). La someridad (Alcocer, 1988), la baja capacidad ambiental (menor capacidad de amortiguamiento) (Søndergaard *et al.* 2001; Jeppensen *et al.*, 2007), sus fuentes aloctonas de nutrientes (Van Vuuren *et al.*,

2010; Xia *et al.*, 2015), las fuertes presiones antropogénicas, la falta de estratificación y la disminución de heterogeneidad ambiental los hace más vulnerables a dicha condición (Qin *et al.*, 2014; Liu *et al.*, 2014). Otros lagos urbanos como los Kartuzy y Wierzysko de Polonia (Dunalska y Wísniowski, 2016), Mielenko, Karczemme y Klasztorne de Turquía (OECD, 1982) presentan características semejantes y se encuentran en la misma categoría que los L. de Chapultepec.

Con relación al resto de las variables fisicoquímicas que se midieron en los tres lagos (a excepción de la temperatura), no se observó un patrón de variación que fuera el reflejo de la temporalidad de la localidad, por lo que no hubo diferencias en los lagos a nivel temporal por la influencia del agua con la que se abastecen, que proviene de la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales de Chapultepec (PTARC). Como tal acción es intermitente e irregular: 1) es muy probable que enmascare la variación producida por el clima y 2) las condiciones de los lagos dependen de la calidad con la que se manejen las aguas. Dicha causa también fue descrita por Alcocer (1988) y Flores (1991).

Desde que se construyó la PTARC, la eutrofización de los L. de Chapultepec se agudizó. Se documenta que se redujeron los aportes de materia orgánica, pero, se incrementaron los de N y P (Villalobos *et al.*, 1982). El tratamiento que se aplica en esta planta es de tipo secundario con lodos activados y desinfección, cuenta con una capacidad máxima de 160 l/s de caudal. Esta opera con una baja eficiencia (74 l/s de caudal), se depositan aguas domésticas con diferentes grados de contaminación y al no contar con un plan y control adecuado para el manejo del agua, no hay una remediación en el agua que trate los contaminantes emergentes (Arreguín *et al.*, 2004). El líquido resultante del tratamiento se utiliza para rellenar los lagos y regar las áreas verdes del bosque de Chapultepec. Es sumamente importante mencionar que, los requerimientos generales de agua en el bosque no son atendidos satisfactoriamente y esta se mantiene almacenada por un tiempo prolongado. En una reciente evaluación de las condiciones con las que opera la PTARC, se menciona que son muy deplorables por el poco mantenimiento que se le administra, esto repercutió en que con el tiempo se haya disminuido su capacidad para tratar el agua; además, su tiempo de vida útil se ha rebasado (Palacios y Vega, 2015).

De manera independiente, el L. Viejo cuenta con un proceso de clarifloculación que da un tratamiento adicional al agua. Es un sistema hidráulico que se ubica a un costado del L. Mayor. En este procedimiento se bombea el agua que se desborda del nivel del lago (en el L. Viejo se controla el nivel del agua por medio de una compuerta que se ubica muy cerca

de la estación **LV3**), se filtra y se sedimenta en un canal denominado “el Quijote” que funciona como el afluente del lago (cerca de la estación **LV1**). El suministro promedio de agua que proviene de la PTARC es de 27 l/s y el de clarifloculación es de 40 l/s que al final confluyen, se mezclan y entran nuevamente al L. Viejo. En una operación continua de 10 días, se ha observado una disminución y aumento gradual (de **LV1** a **LV3**) de la transparencia y pH (Palacios y Vega, 2015), es por ello que se observaron las diferencias espaciales de las variables físico, químicas y biológicas que se midieron en este estudio.

Con respecto a los L. Mayor y Menor, se desconoce si cuentan con un proceso externo para el tratamiento de agua como el L. Viejo, por lo que el agua tratada se descarga directamente en estos lagos después de su proceso en la PTARC. La estación **LM4** cuenta con un desnivel y barrera biológica (macrofitas acuáticas) que lo mantiene en una mayor altura que la estación **LM5**. El agua que reside en la estación **LM4** se estanca y no tiene mucha posibilidad de fluir hasta que ocurra una descarga de agua, por lo que los procesos de degradación orgánica son los que le confieren las características observadas.

Por lo tanto, estos son los posibles factores que permite diferenciar a cada una de las estaciones que les confiere características únicas del agua, y por eso se encontró esa formación de grupos de estaciones de muestreo al realizar el análisis de agrupamiento en donde se identificaron las estaciones con las concentraciones mayores e intermedias de N-N-AT y N-NO₂⁻¹ y valores bajos e intermedios de pH (**LV1, LM4 y LM5**) y el segundo grupo con bajas concentraciones de N-AT y N-NO₂⁻¹ y valores altos de pH (**LV2, LV3 y Lm6**).

En este trabajo de investigación se formuló la siguiente proposición como hipótesis:

H1. “Las concentraciones de N-AT (0.2, 0.5 y 1 mg l-1) y N-NO₂-1 (0.250 y 0.450 mg l-1) que se presentan en los lagos de Chapultepec, afectarán de manera negativa en el balance del presupuesto energético de los mexclapiques por un ajuste que les permitirá hacer frente a estos escenarios ambientales. Los peces expuestos a estas condiciones, incrementarán la tasa metabólica, disminuirán la obtención de energía al reducir su consumo de alimento, perderán más energía al aumentar sus tasas de excreción amoniacal y producciones de heces, y la inversión de energía en el crecimiento disminuirá. El incremento de la temperatura por la variación estacional de la localidad intensificará estas respuestas en el *Girardinichthys viviparus*”.

En general, los análisis estadísticos mostraron que las concentraciones de N-AT y N-NO_2^{-1} afectaron el balance energético de los mexclapiques. Con el incremento de temperatura (de 17 a 23 °C) se intensificaron los cambios de las variables fisiológicas que componen el balance energético de los peces en los tratamientos con N-AT, mientras que en los peces que se expusieron al N-NO_2^{-1} , el cambio del balance energético fue marginal. Se ha descrito que los organismos acuáticos son más sensibles al N-AT y N-NO_2^{-1} cuando se incrementa la temperatura en el agua, porque el grado de toxicidad se modula a través de diversos mecanismos (Cairns *et al.*, 1975; Thangam *et al.*, 2014) y se estrecha el intervalo de tolerancia (Takasusuki *et al.*, 2014); en el caso del N-AT se incrementa la fracción desionizada en un 13% , se facilita su captación en el medio interno de los peces e induce a una mayor acumulación (Eddy, 2005); mientras que en el N-NO_2^{-1} se acrecienta su captación por las branquias, la cinética enzimática de la metahemoglobina reductasa se reduce (Perrone y Meade, 1977); conforme aumentan las concentraciones de N-NO_2^{-1} en el agua, los peces son menos tolerantes a los incrementos de temperatura y la captación de oxígeno en los órganos disminuye (Colt *et al.*, 1981; Frances *et al.*, 1998; Jensen, 2003).

Se observaron incrementos en la tasa de consumo de alimento, con el cambio de una temperatura fría a una cálida en los tratamientos, porque los peces incrementaron su metabolismo. La energía que se incorpora a través de la ingesta de alimento es destinada a las diferentes funciones del organismo, dependiendo de sus necesidades energéticas (Jobling, 1994; Chen *et al.*, 2008). Se ha descrito que al incrementarse la temperatura del agua entre 5 y 10°C, la tasa de ingestión de los peces aumenta entre un 31 y 68% (Rozin y Mayer, 1961; Alcaraz, 1993; Gutiérrez, 2010). El incremento en la tasa de ingestión de los mexclapiques controles fue menor en comparación con los datos mencionados, lo que se atribuye probablemente a las características particulares de la especie.

Los contaminantes en general que se encuentran en el agua repercuten en los hábitos alimenticios de la ictiofauna porque decrecen sus habilidades para detectar a las presas o el alimento inerte y la velocidad/distancia de reacción (Kasumyan, 2001). Por lo que las alteraciones que se producen en los diferentes procesos fisiológicos de los peces por la intoxicación N-AT y N-NO_2^{-1} pudieron haber repercutido en la tasa de alimentación (Russo, 1984; Jobling, 1994; Contreras, 1997; Taylor, 2000; Frances *et al.*, 2000; Margreaves y Kucuk, 2000; Koltai *et al.*, 2002; Foss *et al.*, 2003; El-Shafai *et al.*, 2003; Diricx *et al.*, 2013). En los mexclapiques de este estudio, que se expusieron a los tratamientos con los tóxicos, se observó una disminución en su consumo de alimento. En otros peces

que se han expuesto al N-AT (0.3 mmol de N-AT /l – 0.62 mg N-AT /l), se ha documentado una disminución en el consumo de alimento, del orden del 8 al 50%, comparado con peces que fungieron como testigos experimentales (Rodrigues *et al.*, 2007; Gao *et al.*, 2017); y en otros peces que se han expuesto al N-NO₂⁻¹, se ha reportado una disminución de hasta un 50% en la tasa de ingestión (cobias expuestas a 40 mg de N-NO₂⁻¹ /l), mientras que Alcaraz y Espina reportaron que no hubo una modificación en las tasas de consumo de la carpa herbívora ante la exposición del tóxico (1 - 2.5 mg N-NO₂⁻¹ /l).

Entre otros efectos que se han documentado con la exposición al N-AT, es que los peces se aletargan y pierden el apetito. Posteriormente, conforme aumenta el tiempo de exposición, los peces responden a cualquier tipo de perturbación que sea visible para los peces, con intentos de escape o ataques de manera desorientada con nados erráticos (Chew *et al.*, 2005); mientras que, con el N-NO₂⁻¹, la acumulación de metahemoglobina entorpece a los peces, los insensibiliza y desorienta. Además, les produce una acidificación en las glándulas celulares del gas de la vejiga natatoria y en los tejidos de la retina, con ello se compromete la flotabilidad y la visión (Brown y McLeay, 1975; Jensen, 1990; Avilez *et al.*, 2004).

En los peces que se expusieron a los tratamientos con N-AT, se observó que su consumo de alimento se incrementó con la concentración del tóxico de los tratamientos. Se ha demostrado que los peces en general exhiben una flexibilidad en su estado nutricional para modular numerosos procesos fisiológicos y bioquímicos (Small, 2005; Bucking y Wood, 2006). Por lo que la alimentación puede influir en su capacidad para hacerle frente al N-AT al proveerles en primera instancia un recurso energético requerido para los procesos de desintoxicación y/o reducción del efecto tóxico (Dosdat *et al.*, 2003). En las carpas comunes y en los peces dorados se ha descrito que sus consumos de alimento no se disminuyen demasiado porque el alimento los hace menos sensibles y promueve la síntesis de glutamina para proteger al cerebro de la toxicidad (Sinha *et al.*, 2012; Diricx *et al.*, 2013).

La tasa de ingestión representa en el balance energético la única vía por la que los organismos obtienen energía; el resto de los componentes de la ecuación que representan sus diferentes procesos metabólicos, dependen de este consumo para derivar la repartición de la energía en los diferentes procesos de los peces (Badillo, 2003; Gutiérrez, 2010). Por lo tanto, independientemente de la temperatura, los peces que fungieron como controles obtuvieron una mayor energía del alimento comparado con los tratamientos con N-AT y N-

NO_2^{-1} y a partir de esta energía consumida se repartió para los diferentes procesos metabólicos que se fueron modificando conforme incrementó la temperatura y la concentración de N-AT y N-NO_2^{-1} . Las alteraciones en las características físicas y químicas del agua representan un desafío fisiológico para los peces porque determinan su condición y con ello la canalización de la energía a los diferentes procesos del organismo, lo que es fundamental ya que determinan el éxito de una población (Wedemeyer, 1997). Los peces sobreviven a toda esta gama de estresores, que alteran su fisiología, pero representa un gasto de energía (Wedemeyer y McLeay, 1981; Schreck, 1990; Vega *et al.*, 2004).

El desempeño energético de los mexclapiques que fungieron como controles, difiere con el del *Chirostoma estor estor* y *Girardinichthys multiradiatus* (otras especies dulceacuícolas endémicas de México): los mexclapiques invirtieron el 23.6 -26.1% de la energía en el crecimiento ($17^\circ\text{C} - 23^\circ\text{C}$), utilizaron el 54.24 y 55.05 % en la tasa metabólica de rutina y perdieron el 12.39 – 15.40% en las excreciones fecales y 6.49 – 6.69% en las amoniacales; mientras que las otras especies, entre el 73-81% de la energía que consumen la disponen para el crecimiento (campo de crecimiento, *C. estor estor* y *G. multiradiatus*), utilizan el 5.7 y 15% en la tasa metabólica de rutina y 9 – 10% y 3.6 – 3.7 % es la energía que eliminan en las excreciones fecales y nitrogenadas (Espina *et al.*, 1987; Vega *et al.*, 2004; García *et al.*, 2013). Estas diferencias se pueden atribuir a una variedad de factores que a continuación se enlistan: a) Tamaño de los organismos. La biomasa de los mexclapiques con los que se experimentó en este trabajo varió de 0.2 a 1.4 gr, mientras que el de los peces con los que se están comparando osciló entre 1.2 y 4.5 gr. Existe una mayor relación superficie-volumen en organismos de menor tamaño, donde las reacciones químicas e intercambios celulares ocurren a una velocidad superior que incrementa el metabolismo (Schmidt, 1998); b) Temperatura. Se ha descrito que el mexclapique emplea de manera eficiente la energía del metabolismo aerobio y crecimiento a 20°C (Latournerie *et al.*, 2016). En una temperatura óptima, la actividad bioquímica y fisiológica de los peces se expresa en su máxima eficiencia y se presenta una mejor asimilación de nutrientes (la degradación enzimática y la absorción intestinal es más alta) (Beamish *et al.*, 1975).

La pérdida de energía a través de las heces depende de varios factores, entre ellos se incluyen la condición fisiológica de los peces y la temperatura del agua (Jobling, 1994). El N-AT y N-NO_2^{-1} reducen la capacidad de digestibilidad del alimento en los peces (Hargreaves y Kucuk, 2000). Al exponerse a estos contaminantes se incrementan los costos energéticos (Hoffmann y Parsons, 1997) y un organismo puede compensar el elevado costo

metabólico que es inducido por el N-AT y N-NO_2^{-1} al incrementar las eficiencias de asimilación del alimento, como se ha documentado en la trucha al exponerla a concentraciones de N-AT que son subletales para la especie (Linton *et al.*, 1997); mientras que con la exposición a los nitritos, los peces como la carpa herbívora presentan una menor capacidad de asimilación conforme incrementa la concentración en el agua (Alcaraz, 1993). Es importante destacar que la eficiencia del cambio de materia y energía a través de los niveles de procesos funcionales depende de la salud del organismo (Liem, 1990).

La asignación de energía para los diferentes procesos funcionales de los organismos ocurre de manera jerárquica, el mantenimiento es el de mayor prioridad porque se encuentran implicados los procesos internos que sostienen la integridad de los individuos, como la respiración, circulación de la sangre, reparación de tejidos, etc. Un incremento en los costos de mantenimiento, principalmente se relaciona con el incremento del metabolismo (consumo de ATP) o con requerimientos compensatorios que son inducidos por una condición de estrés, como se observó en los mexclapiques de este estudio al elevar la temperatura y las concentraciones de N-AT y N-NO_2^{-1} (66.89% [N.1.23] -91.85% [A.3.23]). Para hacerle frente a las condiciones adversas, se requiere energía adicional para compensar o reparar las alteraciones estructurales o funcionales causadas en este caso por las concentraciones probadas de tóxicos (Hoffmann y Parsons, 1997; Moyle y Cech, 2004; Alcaraz, 2005).

En otros estudios en donde expusieron a peces como la carpa común, medakas, caballitos de mar y lobinas a diferentes concentraciones de N-NH_3 (0.3 – 8 mmol $\text{N-NH}_3/\text{l}$), también observaron incrementos en la tasa metabólica que variaron entre el 25 y 43% más que los organismos que no se expusieron al tóxico (Na *et al.*, 2012; Diricx *et al.*, 2013; Gao *et al.*, 2017); mientras que en otros estudios de exposición con N-NO_2^{-1} (1 – 2.5 mg $\text{N-NO}_2^{-1}/\text{l}$), en peces como la carpa común, bagre, torpedo (*Semaprochilodus insignis* [Fowler, 1841]) y la dorada (*Brycon melanopterus* [Swainson, 1839]), la tasa metabólica disminuyó entre un 16.7% - 40% en comparación con los peces controles. Tal efecto lo asociaron a la condición de metahemoglobinemia (Alcaraz, 1993; Alcaraz y Espina, 1997; Contreras, 1997); mientras que en este estudio con los mexclapiques no se observó una disminución de este índice fisiológico, sino al contrario. El efecto observado en los mexclapiques se ha reportado también en la carpa común (1 – 2.5 mg $\text{N-NO}_2/\text{l}$) a 29°C: se observaron incrementos de entre un 17 y 64% (Contreras, 1993; Alcaraz, 1997). Los resultados obtenidos en el presente trabajo con el *G. viviparus* probablemente se asocien

a que la concentración utilizada en los experimentos fue menor y a una primera respuesta de los peces en la modificación fisiológica ante una exposición crónica para compensar la insuficiencia de captación de oxígeno (Contreras, 1993).

Se ha descrito que un ascenso de temperatura incrementa el catabolismo y anabolismo de los peces y se refleja con mayores niveles de excreción amoniacal (Kaushik, 1980); se ha puntualizado que cuando los peces se exponen en ambientes con altas concentraciones de N-NO_2^{-1} , se observó un incremento en la excreción de amoniaco porque se agotan los adenilatos en el músculo. La adenosina se cataliza para formar amoniaco y se incrementa su concentración en el medio interno de los peces (Woo y Chiu, 1997; Todgam, 2001); mientras que en ambientes con altas concentraciones de N-AT, perjudica la excreción o los organismos comienzan acumularlo en la sangre (Fromm y Guillette, 1968). Algunos autores han reportado que las tasas de excreción amoniacal no son afectadas al exponerlos en ambientes con N-AT (Regnault, 1987; Randall *et al.*, 1999) y otros que causan incrementos en la gluconeogénesis y catabolismo de las proteínas (Mommsen *et al.*, 1999). Pero cuando la concentración en el agua es elevada, los peces, como mecanismos de desintoxicación inhiben la excreción de amoniacal (Chen *et al.*, 1994) y maximizan los procesos de ureagénesis y excreción de urea (Wright, 1993; Peng *et al.*, 1998).

La excreción amoniacal de las carpas herbívoras que se expusieron a concentraciones entre 1 y 2.5 mg N-NO_2^{-1} /l, fue un 74% mayor que la de los organismos que fungieron como tratamiento testigo y al incrementar la temperatura 8°C (de 24 a 32 °C), la producción tendió a incrementarse independientemente de la concentración de N-NO_2^{-1} a la que se expusieron estos peces (Alcaraz, 1993). En la trucha arcoíris y lobinas también se han observado incrementos en su excreción amoniacal (Woo y Chiu, 1997; Zachariasen, 2001), lo cual, coincide con los resultados que obtuvieron los mexclapiques en esta variable fisiológica.

En peces que se han expuesto a diferentes concentraciones de N-AT, como los medakas, las carpas comunes y truchas, se han observado incrementos en la excreción amoniacal conforme asciende la concentración en el agua (Mommsen y Hochachka, 1988; Wang *et al.*, 1994; Suski *et al.*, 2007; Diricx, 2013; Gao *et al.*, *et al.*, 2017). Dicho efecto se observó en los mexclapiques que se expusieron a 17°C con la concentración intermedia (**A.2.17** – 9.28%) y a 23°C con las concentraciones menor e intermedia (**A.1.23** – 9.58% y **A.2.23** – 9.07%) comparado con los organismos controles (**C17** – 6.49%; **C23** – 6.69%);

mientras que en el resto de tratamientos (**A.1.17** – 2.59%; **A.3.17** – 2.95% y **A.1.23** – 4.65%) la excreción de los organismos se mermó a niveles inferiores que los controles. Otros estudios han descrito que el incremento de la excreción amoniacal de los peces es para contrarrestar la exposición crónica de los ambientes con altas concentraciones de N-AT; además, muchos peces pueden excretar amoniaco de manera activa en contra de un gradiente ambiental, como la trucha arcoíris (Wood y Nawata, 2011; Nawata *et al.*, 2015). Dicho proceso es regulado en la branquia por los canales de glicoproteínas (conocidas como proteínas Rhesus), con ello logran aumentar la excreción de amoniaco y tienen una mayor capacidad para producir glutamina y hacerle frente a la intoxicación (Wright y Wood, 2009; Wood y Nawata, 2011; Sinha *et al.*, 2013); pero reducir la excreción amoniacal es otra estrategia que los peces utilizan como mecanismo de defensa ante la toxicidad de N-AT. Sobre todo, se ha observado en peces que se han expuesto a niveles de pH altos (10) (Wilson *et al.*, 2000) como en los tratamientos de esta investigación.

Cuando los peces se exponen al N-NO_2^{-1} , se ha descrito que incrementan la producción de amoniaco por el catabolismo de las proteínas ingeridas en la dieta como se observó en los mexclapiques. En *Clarias lazera* (Valenciennes, 1840) se observaron modificaciones en el tejido hepático (vacuolización de células) por un incremento de los niveles de actividad de las transaminasas, que están implicadas en el proceso de la desaminación (Walton y Cowey, 1982) para compensar el déficit energético ocasionado por la exposición (Michael *et al.*, 1987). En la *Chilata ornata* (Gray, 1831), también se han detectaron disminuciones de un 33%, en el contenido proteico del plasma y musculo cuando los peces se expusieron al N-NO_2^{-1} , comparado con los organismos controles (Gam *et al.*, 2017).

Es importante resaltar que el principal sustrato metabólico de los peces carnívoros son las proteínas y los lípidos (Du Prez y Crockroft, 1988). En los mexclapiques que fungieron como controles, las proteínas fueron su principal sustrato energético. Ante tal resultado, al encontrarse estos organismos en una condición “idónea” y el que mantengan este sustrato de energía, estos peces no se encontraban ante una condición de estrés. Mientras que en algunos mexclapiques correspondientes a los tratamientos con N-AT, se observó que cambiaron de sustrato energético hacia los carbohidratos (**A.3.17**) o bien, utilizaron por igual las proteínas, lípidos y carbohidratos (**A.1.17** y **A.3.23**). Con base en la bibliografía, este cambio de sustrato puede indicarnos que los peces se encontraban en una condición de estrés fisiológico. Cabe destacar que justo estos organismos presentaron

menores excreciones amoniacaes que los demás tratamientos. Como bien ya se mencionó anteriormente, la intoxicación por N-AT estimula el proceso de glucólisis, por activación de la fosfofructoquinasa (Arillo *et al.*, 1981) al requerir los peces una mayor cantidad de ATP. La oxidación de carbohidratos es una de las principales fuentes de energía durante los procesos de alta actividad natatoria de los peces (Lauff y Wood, 1996), mientras que los lípidos son el combustible para la baja actividad natatoria. Las carpas comunes y medakas que se han expuesto al N-AT, presentaron disminuciones en el contenido de glucógeno porque lo utilizaron para mantenerse ante tales condiciones (suministrar la mayor demanda de energía por el aumento del metabolismo), al consumir una baja cantidad de alimento y requerir una mayor demanda de energía (Das *et al.*, 2004; Diricx *et al.*, 2013). A la par los peces reducen la tasa catabólica de los aminoácidos, como una estrategia efectiva de regulación para evitar una mayor acumulación de amoniaco en el medio interno (Gao *et al.*, 2017); aunque también una mayor cantidad se utiliza por la activación de síntesis de glutamina para iniciar los procesos de protección del cerebro ante la intoxicación (Suski *et al.*, 2007; Diricx *et al.*, 2013; Gao *et al.*, 2017).

En los mexclapiques que se expusieron a los tratamientos de N-AT y N-NO₂⁻¹, se observó en general una disminución de su peso, que se expresó como pérdidas energéticas. Conforme se incrementó la concentración de los tóxicos en los tratamientos, en mayor medida fueron las pérdidas de energía en esta variable y al aumentarse la temperatura las reducciones de peso o las pérdidas energéticas se intensificaron (**A.1.17** - -0.03%; **A.1.23** - -17.47%; **A.2.17** - -2.2%; **A.2.23** - -20.76%; **A.3.17** - -1.9%; **A.3.23** - -7.4%; **N.1.17** - -4.85%; **N.1.23** - -7.44%; **N.2.17** - -8.94%; **N.2.23** - -29.21). Que los peces no crecieran, se atribuye a que disminuyeron su consumo de alimento, por lo que el suministro de energía no fue suficiente para cubrir las demandas de energía que se ocasionaron por los desajustes fisiológicos por la exposición al N-AT y N-NO₂⁻¹, la mayor parte de la energía que consumían principalmente se canalizó en sus funciones relevantes del metabolismo (Diricx *et al.*, 2013; Gao *et al.*, 2017).

Cuando los peces se intoxican por N-AT, para lograr desintoxicarse requieren al menos el 68% de la energía disponible (Zeive, 1968), al no ser suficiente la energía se da paso al agotamiento del glucógeno hepático. Evidencia de que la disminución del alimento no alcanza a cubrir sus demandas energéticas, es el valor del factor de conversión alimenticia (cantidad de alimento necesaria para incrementar el peso de los peces), en peces como la lobina híbrida, los peces gato y el bagre canalero al exponerlos a

concentraciones entre 1 y 5 mg N-AT /l, su factor de conversión alimenticia se cuadruplicó, en comparación con los organismos controles (Hargreaves y Kucuk, 2000); en otros peces como los medakas, la lobina (hibrida y europea), el pez gato y el bagre se han observado disminuciones en el crecimiento, que varían entre el 37 y 90% comparado con sus peces testigo (Hargreaves y Kucuk, 2000; Gao *et al.*, 2017).

Los mexclapiques que se expusieron a los tratamientos con N-NO_2^{-1} , incrementaron su tasa metabólica y excreción amoniaca, con ello se disminuyó o se agotó la energía que podían canalizar al crecimiento. En este caso, la pérdida de peso viene acompañada de una disminución de lípidos y proteínas corporales, lo que fue observado en el incremento de la excreción amoniaca. En estudios con la trucha arcoíris, el bacalao (*Gadus morhua* [Linnaeus, 1758]) y el pez gato (a exposiciones entre 1 y 3 mg $\text{N-NO}_2/\text{l}$) se observó desde una reducción del 80%, hasta la inhibición del crecimiento. Específicamente en la carpa herbívora se mermó la energía disponible para el crecimiento desde un 69.7 hasta el 100%, ante esto, algunos peces disminuyeron su biomasa (Alcaraz y Espina, 1994; Siikavospio y Steimar, 2005; Kroupova *et al.*, 2008).

Los peces dulceacuícolas son de las especies más afectadas y vulnerables ante el creciente y acelerado deterioro de los ambientes acuáticos, el cual los conduce a que presenten un ámbito geográfico limitado por las aguas contaminadas, que reducen sus áreas de distribución. Lo anterior es observable con el incremento de las listas que se encargan de catalogar a las especies en alguna de las categorías de riesgo (Contreras *et al.*, 2003). La conservación de los peces endémicos que se encuentran en algún estatus depende de innumerables factores; cada especie cuenta con características biológicas y fisiológicas que le permiten sobrevivir o no de acuerdo a la variación de los factores físicos y químicos que se presentan en los diferentes ecosistemas (Dzul *et al.*, 2012).

Los lagos urbanos tienen relevancia ecológica y son fundamentales para el uso recreativo, pero son propensos a la destrucción de su paisaje, a la sedimentación, eutrofización y contaminación del agua (Ding *et al.*, 2015). Existen diferentes criterios que evalúan las condiciones de los cuerpos de agua para determinar si son adecuados para las actividades recreativas o para la propagación y mantenimiento de la vida silvestre, como por ejemplo los establecidos por las Normas Oficiales Mexicanas (NOM -001 y 003 – SEMARNAT), la Agencia de Protección Ambiental de los Estados Unidos (USEPA) y la Comisión Central del Control de Contaminación (CPCB, por sus siglas en inglés). Principalmente, establecen que las descargas de nutrientes (N-Total) oscilen entre 15 – 25

mg N – Total/l, los valores de pH tengan como mínimo 5.5 y 8.5 máximo, el cuerpo de agua debe estar libre de amoníaco o bien presentar niveles < 1.2 mg N-NH₃/l (EPA, 1999; CPCB, 2007; CPCB, 2008). Por lo tanto, al considerar estas dos características del agua, los lagos de Chapultepec no cumplen con las condiciones para ambas actividades.

El N-AT y N-NO₂⁻¹ cambian la conformación de la vida acuática de una manera inmediata y benigna, sus altas concentraciones reducen su diversidad porque son incompatibles con el mantenimiento o desarrollo de numerosas especies (He *et al.*, 2014; Yi *et al.*, 2011). En estudios en los que se caracterizaron las condiciones ambientales de algunos cuerpos de agua de la Mesa Central de México y se realizaron colectas de peces de la Familia Goodeidae, se reportó que en las localidades donde las concentraciones de N-AT y N-NO₂⁻¹ fueron elevadas (2.05 ± 0.17 mg N-NH₃/l; 0.957 ± 0.39 mg N-NO₂/l) no se colectaron goodeidos (de la Vega, 2003; Gesundeher, 2011); un hecho particular en los L. de Chapultepec, ocurrió en el muestreo del mes de febrero del 2016, en el L. Mayor (LM4 y LM5) se presentó una alta mortalidad de mexclapiques que coincidió con los mayores registros de N-AT (LM4 presentó un dominio de la fracción ionizada por valores de pH más bajos que los de la LM5 en donde predominó la fracción desionizada) y N-NO₂⁻¹.

Hay que considerar que las concentraciones de N-AT y N-NO₂⁻¹ que se presentan en los L. de Chapultepec no son el único factor de riesgo para los mexclapiques. Dadas las características de estos cuerpos de agua, los peces son expuestos a una variedad de estresores ambientales que comprometen su integridad. Estos se presentan en mezclas complejas (agregados de contaminantes) junto con sus metabolitos (Ben-Khedher *et al.*, 2013). De estos sobresalen algunos xenobióticos neurotóxicos como los bifenilos policlorados (PCB), compuestos estrogénicos y fenólicos (disruptores endocrinos), hidrocarburos policíclicos aromáticos, metales pesados y cianotoxinas como las microcistina (Vega *et al.*, 2006; Vega *et al.*, 2007; Arzate *et al.*, 2010; Dzul *et al.*, 2016).

Un aspecto a considerar en estos cuerpos de agua artificiales es el priorizar el manejo adecuado de la calidad de agua principalmente para los usos recreativos y para albergar a las especies en general que aún habitan en ellos. Se resalta este punto porque desde hace muchos años los L. de Chapultepec carecen de un suministro adecuado en cantidad y calidad de agua, que como ya se observó repercute en la condición fisiológica de los mexclapiques. El presente estudio solo se enfocó en evaluar el efecto de un mínimo de variables de la calidad del agua que se presentan en estos lagos, por ello hay que considerar el efectuar una evaluación de los posibles efectos de otro tipo de contaminantes

que se sabe que están presentes. Eso implica caracterizarlos en los lagos y posteriormente montar un bioensayo para determinarlo en la especie, ya no solo a un nivel general del organismo, sino explorar los niveles celulares y moleculares. Todos estos puntos ya mencionados y que se han desarrollado a lo largo de este trabajo de investigación se resaltan porque no hay que dejar de lado que son acciones que pueden lograr mantener una población de mexclapiques en los L. de Chapultepec para poder potencializar la conservación y ofrecer otros beneficios intraespecificos en estos organismos.

10. Conclusiones

Los lagos artificiales de Chapultepec presentan características de una condición hipertrófica, cada uno muestra particularidades que diferencian zonas con mayor toxicidad por N-AT y N-NO₂⁻¹ dentro de los lagos. Sus condiciones dependen de la calidad con la que se manejen las aguas con las que son abastecidos, que principalmente provienen de la Planta de Tratamiento de Aguas Residuales de Chapultepec.

Las concentraciones de N-AT y N-NO₂⁻¹, junto con la variación de temperatura que se presentan en los lagos de Chapultepec, afectaron cada elemento de la ecuación general que constituye el balance energético del *Girardinichthys viviparus*.

El balance energético de los peces que fungieron como controles fue positivo, tuvieron el potencial para desarrollar cualquier actividad y crecer, por lo que se puede considerar como idóneo para la especie. Mientras que, los mexclapiques que se expusieron a las diferentes concentraciones de N-AT y N-NO₂⁻¹ se considera que se encontraron en una condición desfavorable porque se modificó el balance de energía y el potencial de la especie al obtener una menor cantidad energía del alimento e incrementar los costos asociados para mantener el metabolismo con el costo de no crecer.

La especie presentó una tolerancia a las concentraciones con las que se experimentaron en este trabajo de investigación; los peces no presentaron una mortalidad, pero su condición fisiológica se desmejoró.

La concentración de N-AT y N-NO₂⁻¹ experimentales fueron moduladores del grado en que afectó el balance energético del *Girardinichthys viviparus*.

Las condiciones que se presentan en los Lagos de artificiales de Chapultepec son desfavorables para un óptimo desarrollo de la especie. De continuar estas condiciones y de acentuarse, los mexclapiques no lograrán mantenerse en estos ambientes y la supervivencia se comprometerá. Tal situación ya se observó durante el tiempo en el que se monitorearon las condiciones fisicoquímicas y biológicas de estos lagos.

11. Literatura citada

- Adams, M.B., Powell, M.D., Purser, G.J. 2001. Effect of acute and chronic ammonia and nitrite exposure on oxygen consumption and growth of juvenile big bellied seahorse. *J. Fish. Biol.* 58: 848-860.
- Aggergaard, S., Jensen, F.B. 2001. Cardiovascular changes and physiological response during nitrite exposure in rainbow trout. *J. Fish Biol.* 59: 13–27.
- Akshay, A. 2014. Linking urban lakes: Assessment of water quality and its environmental impacts. Thesis Master of Science in Geo-Information Science and Earth Observation. University of Twente. 78 pp.
- Alcaraz, G., 1993. Alteraciones producidas por el nitrito en la carpa herbívora. Tesis de Doctorado. UNAM. 98 pp.
- Alcaraz, G., 2005. Stress: a view through the energy budget balance. *Trends in Comparative Biochem and Physiol.* 11(5):18-26.
- Alcaraz, G., Espina, S. 1997. Scope for growth of juvenile grass carp *Ctenopharyngodon idella* exposed to nitrite. *Comparative Biochemistry and Physiology C: Pharmacology, Toxicology and Endocrinology* 116: 85-88.
- Alcocer, D. J., 1988. Caracterización hidrobiológica de los Lagos de Chapultepec. Tesis de Maestría, ICMYL, UNAM, México. 88 pp.
- Alcocer, J., Kato, E., Robles, E., G, Vilaclara. 1988. Estudio preliminar del efecto del dragado sobre el estado trófico del lago Viejo de Chapultepec. *Contam. Ambient.* 4: 43-56.
- Alcocer, J., Escobar, E. 1992. The aquatic biota of the now extinct lacustrine complex of the Mexico basin. *Fresh. Forum* 2(3): 171-183.
- Alexander, McN. 1999. Energy for animal life. Oxford Animal Biology Series, Oxford Univ. Press.
- Almanza, V., Figueroa, R., Parra, O., Fernández, X., Baeza, C., R. Urrutia. 2016. Bases limnológicas para la gestión de los lagos urbanos de Concepción, Chile. *Lat. Am. J. Aquat. Res.* 44(2): 313-326.
- Álvarez del Villar, J. 1970. Peces Mexicanos (claves). Instituto Nacional de Investigaciones Biológicas Pesqueras. Comisión Nacional Consultiva de Pesca. México. Secretaría de Industria y Comercio. Dirección General de Pesca e Industrias Conexas. 166 pp.
- Álvarez del Villar, J., G. L. Navarro. 1957. Los peces del Valle de México. Secretaría de Marina. Dirección General de Pesca e Industrias Conexas. Comisión para el Fomento de la Piscicultura Rural. México. D. F. 62 pp.
- Álvarez, J.R. 1978. Enciclopedia de México. Enciclopedia de México (Ed.) México. III: 269-550.
- American Society for Testing and Materials. 2009. Standard guide for conducting bioconcentration tests with fishes and saltwater bivalve mollusks. E1022-94 (2002), Annual Book of ASTM Standards, Vol. 11.06. American Soc. Testing & Materials, W. Conshohocken. 125 pp.
- Anderson, M.J. 2001. A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. *Austral Ecology* 26: 32-46.
- Anger, K. 1991. Developmental changes in the bioenergetics of decapod larvae. *Mem of the Queensland Museum*, 31: 289 – 308.
- Anónimo. 1935-36. Boletín del Departamento Forestal y de Caza y de Pesca. I (2): 1-295.
- APHA, AWWA, AWWA. (1992). Standard methods for the examination of water and wastewater. U.S.A. 89 pp.
- Arar, E.J., Collins, G.B. 1997. Method 445.0 in Vitro determination of chlorophyll a and pheophytin in marine and freshwater algae by fluorescence. U.S. Environmental Protection Agency. 26 pp.
- Arillo, A., Margiocco, C., Melodia, F., Mensi, P., Schemone, G., 1981. Ammonia toxicity mechanism in fish: studies on rainbow trout. *Ecotoxicology and Environmental safety* 5. 316-328 pp.

Arreguín, F., A.P.F. Martínez y V. Trueba-López. 2004. El agua en México. Una visión institucional, en B. Jiménez y L. Marín (eds.), El agua en México vista desde la academia. Academia Mexicana de Ciencias, México, 251-270 p.

Arzate, M.A., Olvera, R., F. Martínez. 2010. *Microcystis* toxigenic strains in urban lakes: a case of study in Mexico City. *Ecotoxicology* 19: 1157- 1165.

Ávila, B. E. 2000. Composición actual de la ictiofauna del Lago de Xochimilco. Tesis de Licenciatura. ENEP Iztacala. UNAM. 72 pp.

Avilez I.M., Altran A.E., Aguiar L.H., Moraes G. 2004. Haematological responses of the neotropical teleost matrinxa (*Brycon cephalus*) to environmental nitrite. *Compar. Biochem. Physiol.* 139 (C): 135–139.

Badillo, M. 2003. Bioenergética y temperatura crítica máxima de *Bathygobius ramosus*, Ginsburg 1947. Tesis de Maestría. Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología. UNAM. 77p.

Barica, J. 1992. Sustainable management of urban lakes: A new environmental challenge. *Water Pollut. Res. J. Canada* 27: 211-219.

Beliaeff, B., Burgeot, T., 2002. Integrated biomarker response: a useful tool for ecological risk assessment. *Environ. Toxicol. Chem.* 21: 316–1322.

Beamish, F.W.H., A.J. Niimi, P.F. Lett. 1975. Bioenergetics of teleost fishes: environmental influences, pp. 189-209. In: L. Bolis, H.P. Mandrell & K. Schmidt-Nielsen (Eds.) *Comparative Physiology. Functional Aspects of Structural Materials*. North Holland, Publ.

Ben-Khedher, S., Jebali, J., Kamel, N., Banni, M., Rameh, M., Jrad, A., Boussetta, H., 2013. Biochemical effects in crabs (*Carcinus maenas*) and contamination levels in the Bizerta Lagoon: an integrated approach in biomonitoring of marine complex pollution. *Environ. Sci. Pollut. Res.* 20: 2616–2631.

Biswas, J.K., Sarkar, D., Chakraborty, J.N. Bhakta, B.B. Jana. 2006. Density dependent ambient ammonium as the key factor for optimization of stocking density of common carp in small holding tanks. *Aquaculture* 261: 952-959.

Bosman, D.K., Deutz., N.E.P., Mass, M.A.W., Van Eijik, H.M.H., Smit, J.J.H., de Haan, J.G., Chamuleau, R.A.F.M., 1992. Amino acid release from cerebral cortex in experimental acute liver failure, studied by in vivo cerebral cortex microdialysis. *J. Neurochem.* 59: 591-599.

Bower, C.E., Bidwell, J.P., 1978. Ionization of ammonia in seawater: effects of temperature, pH and salinity. *J. Fish. Res. Bd Can.*, 35: 1012 -1016.

Bradfield, A. E & D.J. Salomon. 1972. Oxicalorific coefficients for animals respiring nitrogenous substrates. *Comparative Biochem. Physiol.* 43: 837-841.

Brett, R. 1979. Environmental factors and growth in: Hoar, W.S, Randall, D.T & Brett, J.R. (eds). *Fish Physiology*. Vol 8. Academic Press, N.Y. pp. 599-675.

Brett, J.R. & T.D.D. Groves. 1979. Physiological energetic. In: *Fish Physiology* (Eds.) Hoar W.S, Randall, D.J. and Brett J. R. Academic Press, New York. Vol VIII, 279-352.

Brierley, A.S. & M.J. Kingsford. 2009. Impacts of climate change on marine organisms and ecosystems. *Curr. Biol.*, 19: R602-R614.

Brown D.A., McLeay D.J. 1975. Effect of nitrite on methaemoglobin and total haemoglobin of juvenile rainbow trout. *Progressive Fish-Culturist*, 37: 36–43.

Brusilow, S.W., 2002. Hyperammonemic encephalopathy. *Medicine* 81: 240–249.

Bucking, C., C.M. Wood. 2006. Water dynamics in the digestive tract of the freshwater rainbow trout during the processing of a single meal. *J. Exp. Biol.* 105: 07-25.

Bureau, D.P., Kaushik, S.J. & Cho C. Y. 2002. Bioenergetics. In: *Fish nutrition*. J.E. Halver and R.W. Hardy, (Eds.). Academic Press, San Diego, CA. 1-53 pp.

Cairns, J., Heath A.G., Parker, B.C. 1975. The effect of temperature upon the toxicity of chemicals to aquatic organisms. *Hydrobiologia* 47: 135-171.

- Camargo, J.A., A. Alonso. 2007. Contaminación por nitrógeno inorgánico en los ecosistemas acuáticos: problemas medioambientales, criterios de calidad del agua, e implicaciones del cambio climático. *Ecosistemas* 16 (2): 98-110.
- Cameron, J.N., Heisler, N. 1983. Studies of ammonia in the rainbow trout: Physiochemical parameters, acid-base behaviour and respiratory clearance. *J. Exp. Biol.* 105: 107-125.
- Carlson, R.E. 1977. A trophic state index for lakes. *Limnol. Oceanogr.* 22: 361-369.
- Castillo, O.B. 2011. Biología reproductiva de *Girardinichthys viviparus* en el lago artificial de la Alameda Oriente, D.F. Tesis de Licenciatura. FES Zaragoza. UNAM, 82 pp.
- Ceballos, G., J. Cruzado y C. Colon. 2005. Conservación de fauna en peligro de extinción en el Bosque de Chapultepec. *CONABIO. Biodiversitas* 61: 12-15.
- Chandra, S., Gerhardt, A., 2008. Invasive species in aquatic ecosystems: issue of global concern. *Aquat. Invasions* 3 (1): 1 - 2.
- Chapa, O.A y E.J. Vadillo. 1984. Determinación de los niveles de contaminación de aguas residuales de la Ciudad de México. Tesis de Licenciatura. ENEP Zaragoza. UNAM. 123 pp.
- Chen, J.C., Cheng, S.Y. y Chen, C.T. 1994. Changes of haemocyanin, protein and free amino acid levels in the hemolymph of *Penaeus japonicus* exposed to ambient ammonia. *Comp. Biochem. Physiol.*, 109A: 339-347.
- Chen, J.C. y Chin, T.S. (1989). Effect of ammonia at different pH levels on *Penaeus monodon* postlarvae. *Asian Fish. Sci.* 2: 233-238.
- Chen, W.K., Liu, K., Liao, Y.Y. 2008. Bioenergetics of juvenile whites potted bamboo shark *Chiloscyllium plagiosum*. *J. Fish Biol.* 72: 1245-1258.
- Chen Y W, Fan C X, Katrin T. 2003. Changes of nutrients and phytoplankton chlorophyll-a in a large shallow lake, Taihu, China: an 8-year investigation[J]. *Hydrobiologia*, 506: 273–279.
- Chew, S.F., Jin, Y., Ip, Y.K. 2001. The loach *Misgurnus anguillicaudatus* reduces amino acid catabolism and accumulates alanine and glutamine during aerial exposure. *Physiol. Biochem. Zool.* 74: 226-237.
- Chew, S.F., Wilson, J.M., Ip, Y.K., Randall, D.J. 2005. Nitrogen excretion and defense against ammonia toxicity. *Physiol. Trop. Fishes.* 21: 307-395.
- Cho, C. Y & Bureau D.P. 2000. Bionegética en la formulación de dietas y estándares de alimentación para la acuicultura del salmón: Principios métodos y aplicaciones. Fish Nutrition Research laboratory, Research, Science y Technology Branch. Ontario Ministry of Natural Resources Guelp, Ontario Canada, NIG 2W1. Department of human biology and nutritional sciences University of Guelph, Ontario, Canada, NIG 2 W1 33-97.
- Chrousos, G.P. 2009. Stress and disorders of the stress system. *Nat. Rev. Endocrinol.* 5(7): 374 – 381.
- Colt, J., Ludwig, R., Tchobanoglous, G and J.J. Cech. 1981. The effects of nitrite on the short-term growth and survival of channel catfish, *Ictalurus punctatus*. *Aquaculture.* 24:111-122.
- Colt, J., Tchobanoglous, G., 1978. Chronic exposure of channel catfish, *Ictalurus punctatus*, to ammonia: effects on growth and survival. *Aquaculture* 15, 353-372.
- CONABIO. 2006. Capital natural y bienestar social. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad, México, 70 pp.
- Contreras, F. 1993. Efecto del nitrito sobre algunas respuestas fisiológicas de la carpa herbívora *Ctenophryngodon idella* (Pisces, Cyprinidae). Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias, UNAM. 37 pp.
- Contreras, F. 1997. Efecto combinado del amoniac/nitrito y temperatura sobre las respuestas fisiológicas de *Ctenophryngodon idella* (Val. 1984). Tesis de Maestría en Ciencias. División de Estudios de Posgrado. UNAM. 83 pp.
- Contreras, S., Almada, P. Lozano, M.L., M.E. García. 2003. Freshwater fish at risk or extinct in Mexico. *Rev. Fish. Biol. Fish* 12: 241-251.

- Cooper, J.L., Plum, F. 1987. Biochemistry and physiology of brain ammonia. *Physiol. Rev.* 67: 440-519.
- CPCB. 2007. Guidelines for Water Quality Monitoring (W. A. Authority, Trans.). Delhi: Central Pollution Control Board, Ministry of Environment 35 pp.
- CPCB. 2008. Guidelines for Water Quality Monitoring (W. A. Authority, Trans.). Delhi: Central Pollution Control Board, Ministry of Environment 40 pp.
- Cruz, M. R., M. A. Martínez. 1999. Respuestas fotosíntesis-irradiación del nanoplancton de dos ecosistemas acuáticos urbanos. *Rev. Bio. Trop.*, 47(1): 37- 42.
- Das, T., Pal, A.K., Chakraborty, S.K., Manush, S.M., Sahu., N.P., S.C. Mukherjee. 2004. Thermal tolerance, growth and oxygen consumption of *Labeorohita* acclimated to four temperatures. *J. Therm. Biol.* 30: 378-383.
- Dávalos, P. 1992. Alteraciones producidas por la exposición aguda al nitrito en la carpa herbívora. Tesis de licenciatura en biología, Facultad de Ciencias, UNAM. 68 pp.
- De Anda, J., Maniak, U. 2007. Modificaciones en el régimen hidrológico y sus efectos en la acumulación de fósforo y fosfatos en el lago de Chapala, México. *Interciencia.* 32 (2): 100-107.
- De Kruijf, H.A.M. 1991. Extrapolation through hierarchical levels. *Comp. Biochem. Physiol.* 100 (C): 291– 299.
- De la Luz, G.G. 1990. Estudio poblacional de *Girardinichthys viviparus* (Bustamante, 1937) en el Lago Nabor Carrillo Texcoco. Edo. De México. Tesis de Licenciatura, Facultad de Ciencias. UNAM. 65 pp.
- De la Vega, M.Y., Ávila, E., Macías, C., 2003. Ecological evaluation of local extinction: the case of two genera of endemic Mexican fish, *Zoogoneticus* and *Skiffia*. *Biodiversity and Conservation* 12: 2043–2056.
- Díaz, E., D. Ortiz. 1986. Reproducción y ontogenia de *Girardinichthys viviparus* (Pisces: Goodeidae). *Anal. Esc. Nac. Cienc. Biol.*, México 30: 46-66.
- Ding, L., Chen, K., Cheng, S., X. Wang. 2015. Water ecological carrying capacity of urban lakes in the context of rapid urbanization: A case study of East Lake in Wuhan. *Physics Chem. Earth.* 89 – 90: 104-113.
- Diricx, M., Sinha, A.K., Liew, H.J., Mauro, N., Blust, R., G. de Boeck. 2013. Compensatory responses in common carp (*Cyprinus carpio*) under ammonia exposure: Additional effects of feeding and exercise. *Aquat. Toxicol.* 142-143: 123-137.
- Doblender, C., Lackner, R., 1997. Oxidation of nitrite to nitrate in isolated erythrocytes: a possible mechanism for adaptation to environmental nitrite. *Can. J. Fish. Aquat. Sci.* 54: 157–161.
- Dodds, W.K. 2003. Misuse of inorganic N and soluble reactive P concentrations to indicate nutrient status of surface waters. *J. N. Am. Benthol. Soc.* 22(2): 171-181.
- Dolezelova, P., Macova, S., Pistekova, V., Svobodova, Z., Bedanova, I., Voslarova, E., 2011. Nitrite toxicity assessment in *Danio rerio* and *Poecilia reticulata*. *Acta Vet. Brno* 80: 309–312.
- Dosdat, A., Ruyet, J.P., Coves, D., Dutto, G., Gasset, E., Roux, A., Lemarie, G., 2003. Effect of chronic exposure to ammonia on growth, food utilization and metabolism of the European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). *Aquat. Living Resour.* 16: 509–520.
- Downing, J.A., McClain, M., Twilley, R., Melack, J.N., Elser, J., Rabalais, J.J., Lewis, W.M., Turner, J., Corredor, J., D. Soto. 1999. The impact of accelerating land-use change on the N-Cycle of tropical aquatic ecosystems: current conditions and projected changes. *Biogeochemistry.* 46: 109-148.
- Driscoll, C.T., Driscoll, K.M., Roy, K.M., J. Dukett. 2007. Changes in the chemistry of lakes in the Adirondack region of New York following declines in acidic deposition. *Appl. Geochem.* 22: 1181–1188.
- Dunalska, J.A., Górnjak, D., Jaworska, B., Evelyn, E., E.E. Gaiser. 2012. Effect of temperature on organic matter transformation in a different ambient nutrient availability. *Ecol. Eng.* 49: 27–34.
- Dunalska, J.A., G. Wisniewski. 2016. Can we stop the degradation of lakes? Innovative approaches in lake restoration. *Ecol. Eng.* 95: 714-722.

- Du Preez H.H., A.C. Crockett. 1968. Nonfaecal and faecal losses of *Pomadasys commersonni* (Teleostei, Pomadasysidae) feeding on the surf clam *Donax serra*. Comp. Biochem. Physiol. 90 (A): 63 – 70.
- Dzul, R., Olivares, H.F., Lucia, C., Rocha, M.A., A. Vega. 2016. Multivariate analysis of biochemical responses using non-invasive methods to evaluate the health status of the endangered blackfin goodeid (*Girardinichthys viviparus*). Ecol. Indicators. 60: 1118 – 1129.
- Dzul, R., Olivares, H.F., Medina, C.G., A. Vega. 2012. Endangered Mexican fish under special protection: Diagnosis of habitat fragmentation, protection, and future- Review. In: Endangered Species (Ed). Lucas, M.E. Nova Science Publisher, Inc.
- Eckert, R., R. Randall. 1989. Fisiología animal. 3ª ed. Interamericana McGraw-Hill. 683 pp.
- Eddy, F.B. 2005. Ammonia in estuaries and effects on fish. J. Fish Biol. 67: 1495-1513.
- Eddy, F. B., E.M. Williams. 1987. Nitrite and freshwater fish. Chem. Ecol. 3: 1–38.
- Effler, S.W., Brooks, C.M., Auer, M.T. and Doerr, S.M. 1990. Free Ammonia in a Polluted Hypereutrophic Urban Lake. J. Water Pollut. Control Fed., 62: 771.
- El-Shafai, S.A., El-Gohary, F.A., Nasr, F.A., van der Steen, N.P., H.J. Gijzen. 2004. Chronic ammonia toxicity to duckweed-fed tilapia (*Oreochromis niloticus*). Aquaculture 232: 117-127.
- Elliot, J.M., W. Davison. 1975. Energy equivalents of oxygen consumption in animal energetics. Oecologia (Berl) 19:195-201.
- Emerson, K., Russo, R.C., Lund, R.E., R.V. Thurston. 1975. Aqueous ammonia equilibrium calculations: effect of pH and temperature. J. Fish. Res. Bd. Can. 32: 2379–2383.
- Environment Canada. 2000. Biological Test Method: Acute Lethality Test Using Three-Spined Stickleback (*Gasterosteus aculeatus*), Rep. EPS 1/RM/10. Environment Canada, Ottawa, Ont 59 pp.
- Environment Canada, 2001. Priority Substances Assessment Report: Ammonia in the Aquatic Environment. Minister of Public Works and Government Services Canada, Ottawa, ON, Canada. 60 pp.
- Environmental Protection Agency. 1999 Update of Ambient Water Quality Criteria for Ammonia. EPA-822/R-99-014, Off. Water, Washington, D.C. 45 pp.
- Espina, S., J. Latournerie, A. Sánchez, M.E. Vega. 1987. Determinación de los elementos del balance energético del pescado Blanco adulto, *Chirostoma estor* J. (Pisces, Atherinidae). Anal. Inst. Ciencias del Mar Limnol. 15: 185-194.
- Evans, D. H., More, K. J., S.L. Robbins. 1989. Modes of ammonia transport across the gill epithelium of the marine teleost fish *Opsanus beta*. J. Exp. Biol. 144: 339-356.
- Felipo, V., Kosenko, E., Minana, M.D., Marcaida, G., S. Grisolia. 1994. Molecular mechanism of acute ammonia toxicity and of its prevention by L- carnitine. In: Hepatic encephalopathy, hyperammonemia and ammonia toxicity. Eds. Felipo, V. & Grisolia, S. pp. 65-77. Plenum Press, New York.
- Ferrero, E.A. 1985. Ecofisiología. Nuova disciplina o nuova eticheta. Oebelia, 11: 1 – 22.
- Flores, L. 1991. Contribución al conocimiento de la ictiofauna de los tres lagos de Chapultepec México, D.F. Tesis de Licenciatura. ENEP Iztacala. UNAM 79 pp.
- Fontenot, Q.C., Isely, J.J., J.R. Tomasso. 1999. Characterization and inhibition of nitrite uptake in shortnose sturgeon fingerlings. J. Aquat. Anim. Health 11: 76–80.
- Foss, A., Vollent, T., V. Oiestad. 2003. Growth and oxygen consumption in normal and oxygen supersaturated water, and interactive effects of oxygen saturation and ammonia on growth in spotted wol fish (*Anarhichas minor* Olafsen). Aquaculture 224:105-116.
- Frances, J., Allan, G.L., B.F. Nowak. 1998. The effects of nitrite on the short-term growth of silver perch. Aquaculture 163: 63-72.
- Frances, J., Nowak, B.F., G.L. Allan. 2000. Effects of ammonia on juvenile silver perch. Aquaculture 183: 95.103.

- Frías, M.G, F. Páez. 2001. Toxicidad de los compuestos del nitrógeno en camarones, En: Camaronicultura y medio ambiente., Páez-Osuna, F (ed.). Universidad Nacional Autónoma de México, El Colegio de Sinaloa 224-242 pp.
- Fromm, P.O., J.R. Gillette. 1968. Effect of ambient ammonia on blood ammonia and nitrogen excretion of rainbow trout *Salmo gairdneri*. Comp. Biochem. Physiol. 26: 887–896.
- Fry, F.E.J., 1971. The effect of environmental factors on the physiology of fish. In: Hoar, W.S., Randall, D.J. (Eds.), Fish Physiology. Environmental Relations and Behavior, vol. VI. Academic Press, New York, London, 1-98 pp.
- Gaceta Oficial del Distrito Federal. 2006. Órgano del Gobierno del Distrito Federal. Décima Sexta Época. 137: 1-103.
- Gam, L.T.H., Jensen, F.B., Damsgaard, C., Houg, D.T.T, Phoung, N.T., M. Bayley. 2017. Extreme nitrite tolerance in the clown knifefish *Chilata ornate* is linked to up-regulation of methaemoglobin reductase activity. Aquat. Toxicol. 187:9 – 17.
- Gao, N., Zhu, L., Guo, Z., Yi, M., L., Zhang. 2017. Effects of Chronic ammonia exposure on ammonia metabolism and excretion in marine medaka *Oryzias melastigma*. Fish & Shellfish Immunol. 65: 226-234.
- García, F., Hurtado, S., Soto, G., Alatorre, O., Rico, E., J. Gutiérrez. 2013. Ecophysiological response to the effect of annual management on an endemic viviparous fish in central plateau of Mexico. Neotropical Ichthyology, 11:117-123.
- García, J., Molina, F.I., Miranda, E., Soriano, M.B., M. Díaz. 2014. Variación fitoplanctonica en un lago urbano del municipio de Cuernavaca, Morelos, México. Acta Universitaria, 25(1): 3 – 11.
- Gelda, R.K., Effler, S.W., S.M. Doerr O'Donnell. 2001. A Probabilistic Model of Ammonia and Toxicity Status for an Urban Lake. J. Water Res. Plann. Manage. 15: 115-128.
- Gesundheit, P. 2011. Efecto de la introducción de especies sobre las comunidades de peces dulceacuícolas en el centro de México y su estado de conservación. Tesis de Maestría. Posgrado en Ciencias Biológicas. UNAM. 76 pp.
- Glibert, P.M., Maranger, R., Sobota, D.J., L. Bouwman. 2014. The Haber Bosche-harmful algal bloom (HB-HAB) link. Environ. Res. Lett. 9: 105-111.
- González, M.E. 1995. Estudio de la variación espacial y temporal de los ciliados planctónicos de los lagos de Chapultepec, DF. Tesis de Licenciatura. FES Iztacala. UNAM. 62 pp.
- Godínez, T.F. 2001. Estudio de las condiciones ambientales que favorezcan el mantenimiento y reproducción del mexclapique *Girardinichthys viviparus*, en condiciones de laboratorio. Tesis de Licenciatura ENEP. Iztacala. UNAM, México. 50 pp.
- Gorecki, A. 1975. Calorimetry in ecological studies. In: Grodzinski W.R., Z. Klekowski & A. Duncan (Eds.). Methods for Ecological Bioenergetics. Blackwell Scientific Publications. Victoria, Australia 367 pP.
- Grimm, N.B., Foster, D., Groffman, P., Grove, J.M., Hopkinson, C.S., K.J. Nadelhoffer. 2008. The changing landscape: ecosystem responses to urbanization and pollution across climatic and societal gradients. Front. Ecol. Environ. 6: 264 - 272.
- Grodzinsky, W. 1975. Energy flow through a vertebrate *population* In: W. Grodzinsky, R.Z. Klekowski, A. Duncan (Eds.), Methods for Ecological Bioenergetics IBP Handbook No. 24. Blackwell, Oxford. 367pp.
- Grosell, M., F.B. Jensen. 2000. Uptake and effects of nitrite in the marine teleosts fish *Platichthys flesus*. Aquat. Toxicol. 50: 97–107.
- Gutiérrez, D. 2010. Bioenergética en juveniles *Epinephelus morio* (Valenciennes 1828). Tesis de Maestría. Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología. UNAM. 85 pp.
- Guzmán, M. A. 1989. La macrofauna béntica y su relación con la dinámica físico-química de los lagos de Chapultepec (Época de lluvias), Bosque de Chapultepec, México. ENEP Iztacala. UNAM. 78 pP.
- Handy, R.D., M.G. Poxton. 1993. Nitrogen pollution in mariculture: toxicity and excretion of nitrogenous compounds by marine fish. Rev. Fish Biol. Fish. 3: 205–241.

- Hargreaves, J.A., S. Kucuk. 2000. Effects of diel un-ionized ammonia fluctuation on juvenile hybrid striped bass, channel catfish and blue tilapia. *Aquaculture* 195: 163-181.
- Harris, G. P. 1986. *Phytoplankton ecology, structure, function, and fluctuation*, Chapman and Hall, New York.
- He, Q., Bertness, M.D., Bruno, J.F., Li, B., Chen, G., B. Coverdale. 2014. Economic development and coastal ecosystem change in China. *Sci. Rep.* 4:59 - 95.
- Herrera, A. 1890. Nota acerca de los invertebrados del Valle de México. *La naturaleza*, Segundo serial, 1: 299-342.
- Hilgier, W., Haugvicova, R., J. Albrecht. 1991. Decreased potassium-stimulated release of 3HD-aspartate from hippocampal slices distinguishes encephalopathy related to acute liver failure from that induced by simple hyperammonemia. *Brain Res.* 567: 165–168.
- Hillaby, B.A., D.J. Randall. 1979. Acute ammonia toxicity and ammonia excretion in rainbow trout (*Salmo gairdneri*). *J. Fish. Res. Board Can.* 36: 621-629.
- Hoffmann, A. A., P.A. Parsons. 1997. *Extreme Environmental Change and Evolution*. Cambridge, England: University Press.
- Hutchinson, V.H., J.D. Maness, 1979. The role of behavior in temperature acclimation and tolerance in ectotherm. *Amer. Zool.* 19: 367 – 384.
- Hvas, M., Damsgaard, C., Hong, L., Houg, D.T.T., Jensen, F., M. Bayley. 2016. The effect of environmental hypercapnia and size on nitrite toxicity in the striped catfish (*Pangasianodon hypophthalmus*). *Aquac. Tox.* 176: 151-160.
- Jeppesen, E., Søndergaard, M., Meerhoff, M., Lauridsen, T.L., J.P. Jensen. 2007. Shallow lake restoration by nutrient loading reduction: some recent findings and challenges ahead. *Hydrobiologia* 584: 239–252.
- Jensen, F. B. 1990. Nitrite and red cell function in carp: Control factors for nitrite entry, membrane potassium ion permeation, oxygen affinity and methaemoglobin formation. *J. Exp. Biol.* 152:149–166.
- Jensen, F.B. 1995. Uptake and effects of nitrite and nitrate in animals. In: Walsh, P.J., Wright, P. (Eds.), *Nitrogen Metabolism and Excretion*. CRC Press, Boca Raton, FL, 289–303 p.
- Jensen, F.B. 2003. Nitrite disrupts multiples physiological functions in aquatic animals. *Comp. Biochem. Physiol.* 135 (A): 9-24.
- Jensen, F.B., Koldkjaer, P., A. Bach. 2000. Anion uptake and acid-base and ionic effects during isolated and combined exposure to hypercapnia and nitrite in the freshwater crayfish, *Astacus astacus*. *J. Comp. Physiol. B.* 170: 489–495.
- Jeschke, C., Falagán, C., Knöller, K., Schultze, M., M. Koschorreck. 2013. No nitrification in lakes below pH 3. *Environ. Sci. Technol.* 47: 14018–14023.
- Jobling, M. 1981. Temperature tolerance and the final preferendum rapid methods for the assessment of optimum growth temperatures. *J. Fish. Biol.* 19: 439-455.
- Jobling, M. 1994. *Fish Bioenergetics*. Chapman and Hall, London. 1-309 p.
- Jobling, M., 2015. Fish nutrition research: Past, present and future. *Aquaculture Internat.* doi:10.1007/s10499-014-9875-2.
- Ji, Z.G., K.R. Jin. 2006. Gyres and Seiches in a large and shallow lake. *J. Great Lakes Res.*, 32: 764-775.
- Kasumyan, A.O. 2001. Effects of chemical pollutants on foraging behavior and sensitivity of fish to food stimuli. *Voprosy – Ikhtologii*, 41(1): 82-96.
- Kaushik, S.J. 1980. Influence of a rise in temperature on the nitrogen excretion of rainbow trout (*Salmo gairdneri* R.). *Reproduc. Nutr. Dev.* 20: 1751-1765.

- Kayser, C. 1963. Bioenergética p. 51–121. In *Physiologie* par Kayser et al. Editions médicales Flammarion, Paris.
- Kinsella, J. L., P. S. Aronson. 1981. Interaction of NH₄ and Lip with the renal microvillus membrane Na⁺-H⁺ exchanger. *Am. J. Physiol.* 241: C220–C226.
- Kleiber, M. 1975. *The Fire of Life*, 435 p. Robert E. Krieger, New York.
- Knepper, M. A., Packer, R., D. W. Good. 1989. Ammonium transport in the kidney. *Physiol. Rev.* 69: 179–249.
- Knudsen, P. K., F. B. Jensen. 1997. Recovery from nitrite-induced methaemoglobinaemia and potassium balance disturbances in carp. *Fish Physiol. Biochem.* 16: 1–10.
- Koeman, J.H. 1991. From comparative physiology to toxicological risk assessment. *Comp. Biochem. Physiol.* 100 (C): 7 – 10.
- Koltai, T., Hanez, C., Magyary, I., P. Horn. 2002. Studies on the effect of nitrate selective resin on the water quality and growth rate of common carp reared in recirculating system. *Acta Agraria Kaposvariensis* 6: 277-283.
- Kormanik, G.A., J.N. Cameron. 1981. Ammonia excretion in animals that breath water: A review. *Mar. Biol. Letters*, 2: 11-23.
- Kooijman, S.A.L.M., 2010. *Dynamic Energy and Mass budgets in Biological systems*, Cambridge University Press, Cambridge, U.K.
- Kosaka H., I. Tyuma. 1987. Mechanism of autocatalytic oxidation of oxyhaemoglobin by nitrite. *Environ. Health Persp.*, 73: 147–151.
- Krebs, H.A. & H.L. Kornberg. 1957. *Energy transformations in living matter*. Springer, Berlin.
- Kroupova, H., Machova, J., Piackova, V., Blahova, J., Dobsikobva, R., Novotmy, L., Z. Svododova. 2008. Effects of subchronic nitrite exposure on rainbow trout (*Oncorhynchus mykiss*). *Ecotoxicol. Environ. Safety.* 71: 813-20.
- Lang, T., Peters, G., Hoffmann, R., E. Meyer. 1987. Experimental investigations on the toxicity of ammonia: Effects on ventilation frequency, growth, epidermal mucous cells, and gill structure of rainbow trout *Salmo gairdneri*. *Disease Aquat. Org.* 3: 159–165.
- Latournerié, J.R., Arana-Magallón, F.C., Saldaña, G.A., A. Rodríguez. 2016. Ecofisiología del Mexclapique *Girardinichthys viviparus* del Humedal de San Gregorio Atlapulco, Xochimilco: I.- Caracterización de la población natural, crecimiento y requerimientos de energía en cautiverio. En: *Avances en el estudio, manejo y conservación de la diversidad zoológica de México: El XXII Congreso Nacional de Zoología en Mazunte, Oaxaca*. Eds. Sigala, J.J., Encarnación, A., Meza, E., Harfush, M. y E. Sigala. 649pp.
- Lauff, R.F., C.M. Wood. 1996. Respiratory gas exchange, nitrogenous waste excretion and fuel usage during starvation in juvenile rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *J. Comp. Physiol. B* 165: 542-551.
- Legendre P., L. Legendre. 1998. *Numerical Ecology. Developments in Environmental Modelling*, 20 Elsevier.
- Lemarié, G., Dosdat, A., Covés, G., Dutto, E., Gasset, E. J. Person-Le Ruyet. 2004. Effect of chronic ammonia exposure on growth of European seabass (*Dicentrarchus labrax*) juveniles, *Aquaculture* 229: 479-491.
- Lewis, W.M., D.P. Morris. 1986. Toxicity of nitrite to fish: a review. *Trans. Am. Fish. Soc* 115: 183-195.
- Liem, K.F. 1990. Key evolutionary innovations, differential diversity, and symecomorphosis. In: *Evolutionary Innovations*, M. H. Nitecki (Ed.), Univ. Chicago Press, Chicago, 147 pp.
- Lindim, C., Becker, C., Grüneberg, B., H. Fischer. 2015. Modelling the effects of nutrients loads reduction and testing the N and P control paradigm in a German shallow lake. *Ecol. Engin.* 82: 415-427.
- Linton, T.K., Reid, S.D., C.M. Wood. 1997. The metabolic costs and physiological consequences to juvenile rainbow trout of a simulated summer warming scenario in the presence and absence of sublethal ammonia. *Trans. Amer. Fish. Soc.*, 126 (2): 259-246.

- Liu, Y., Wang, Y., Sheng, H., Dong, F., Zou, R., Zhao, L., Guo, H., Zhu, X., B. He. 2014. Quantitative evaluation of lake eutrophication responses under alternative water diversion scenarios: a water quality modeling based statistical analysis approach. *Sci. Total, Environ.* 468–469: 219–227.
- Li, Y., Genbo, E., Liu, W., Chen, Y., Liu, H., Li, D., Liu, Z., Giesy J.P., H. Yu. 2017. Spatial and temporal ecological risk assessment of unionized ammonia nitrogen in Tai Lake, China (2004 – 2015). *Ecotoxicol. Environ. Safety.* 140: 249-255.
- López, E., Sedeño, J.E., F. Perozzi. 2006. Lipid peroxidation and acetylcholinesterase activity as biomarkers in the black sailfin Goodeid, *Girardinichthys viviparus* (Bustamante) exposed to water from Lake Xochimilco (Mexico). *Aquat. Ecosystem Health Manage.* 9(3): 379-385.
- Love M.R. 1980. *The chemical biology of fishes.* Academic Press, New York.
- Lucas, A. 1993. *Bioenergetics of Aquatic Animals.* Taylor & Francis, Ltd. 169 pp.
- Ma, L., Wang, F., Zhang, W., Ma, W., Velthof, G., Qin, W., Oenema, O., F. Zhang. 2013. Environmental assessment of management options for nutrient flows in the food chain in China. *Environ. Sci. Technol.* 47: 7260 - 7268.
- Marcaida, G., Felipo, V., Hermenegildo, C., Minana, M.D., S. Grisolia. 1992. Acute ammonia toxicity is mediated by NMDA type of glutamate receptors. *FEBS Letts.* 296: 67–68.
- Margiocco, C., Arillo, A., Mensi, P., G. Shenone. 1983. Nitrite bioaccumulation in *Salmo gairdneri* Rich and haematological consequences. *Aquat. Toxicol.* 3: 261–270.
- May, J.M., Qu, Z.-C., Xia, L., C.E. Cobb. 2000. Nitrite uptake and metabolism and oxidant stress in human erythrocytes. *Am. J. Physiol. Cell Physiol.* 279: C1946–C1954.
- Mayzaud, P., R.J. Conover. 1988. O: N atomic ratio as a tool to describe zooplankton metabolism. *Mar. Ecol. Progr. Ser.* 45: 289-302.
- Michael M.I., Hilmy A.M., el-Domiaty N.A., K. Wershana. 1987. Serum transaminases activity and histopathological changes in *Clarias lazera* chronically exposed to nitrite. *Comp. Biochem. Physiol. C,* 86: 255–262.
- Miranda, R., D. Galicia, G. Pulido-Flores y S. Monks. 2008. First record of *Girardinichthys viviparus*, Chapultepec splitfin, in Lake Tecocomulco. *J. Fish Biol.* 73: 317-322.
- Mommsen, T.P., P.W. Hochachka. 1988. The purine nucleotide cycle as two temporally separated metabolic units: a study on trout muscle. *Met. Clin. Exp.* 37: 552-556.
- Mommsen, T.P., Vijayan., M.M., T.W. Moon. 1999. Cortisol in teleost: dynamics, mechanisms of action, and metabolic regulation. *Rev. Fish Biol. Fisheries* 9: 211-268.
- Montes, C., O. Sala. 2007. La evaluación de los ecosistemas del milenio. Las relaciones entre el funcionamiento de los ecosistemas y el bienestar humano. *Ecosistemas* 137-147.
- Montesino, L. 2013. Edad y crecimiento del *Girardinichthys viviparus* en el lago urbano de la Alameda Oriente, D.F. Tesis de Licenciatura. UNAM. FES Zaragoza, 79 pp.
- Morlán, J. 2014. Variación temporal y espacial de las tasas de material total particulada en un lago urbano somero. Tesis de Maestría. Posgrado en Ciencias del Mar y Limnología. UNAM. 78 pp.
- Moyle, P., J. Cech. 2004. *Fishes: An Introduction to Ichthyology.* Prentice Hall. Ed. Upper Saddle River, NJ, EUA. 726 pp.
- Muro, G. 1994. Contribución al conocimiento de la distribución y abundancia de los Cladóceros en los tres lagos de Chapultepec. Tesis de Licenciatura. ENEP Iztacala. UNAM. 89 pp.
- Nakano, T., Kameda, M., Shoji, Y., Hayashi, S., Yamaguchi, T., M. Sato. 2014. Effect of severe environmental thermal stress on redox state in salmon. *Redox Biol.* 2: 772–776.
- Nakhoul, N. L., Hering-Smith, K. S., Abdulnour, S. M., L. Hamm. 2001. Ammonium interaction with the epithelial sodium channel. *Am. J. Physiol.* 281: F493–F502.

Navarrete, S.N., Contreras, G. Elías, G., M., Rojas. 2004. Situación de *Girardinichthys viviparus* (especie amenazada) en los lagos de Chapultepec, Zumpango y Requena. *Revista de Zoología, UNAM*. 15: 1-6.

Nawata, C.M., Walsh, P.J., C.M. Wood. 2015. Physiological and molecular responses of the spiny dogfish shark (*Squalus acanthias*) to high environmental ammonia: scavenging for nitrogen, *J. Exp. Biol.* 218: 238-248.

Nelson, J.D. 1994. *Fishes of the world*. 3^a ed. John Wiley and Sons. Inc. 600 pp.

Newell, R.I.E. 1982. Molluscan bioenergetics. A synopsis. In *Proc. Sec. Intern. Conf. Aquacult. Nutr. Biochem. Physiol. Approaches Shellf. Nutr. Lewes 27–29 Oct. 1981*. D.Pruder, C. Langdon and D.Conklin (Eds). Published by Louisiana State University p. 252–271 pp.

Novoa, M., Luque, M.E., Lombardo, D. y A., Martinez. 2006. Estudio ficológico de Lagos Urbanos Artificiales del Sur de la provincia de Córdoba. *Bol. Soc. Argent. Bot.* 41 (3-4): 203-231.

Noyola, J., Mascaró, M., Caamal, C., Noreña, E., Díaz, F., Re, A.D., Sánchez, A. & C. Rosas. 2013. Effects of temperature on energetic and fatty acid composition of early juveniles of *Octopus maya*. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 445: 156-165.

Ochoa, R.E. 1986. Estudio sobre el tratamiento de aguas negras de la Ciudad de México. Departamento de Obras Hidráulicas del Distrito Federal, México. 8 pp.

OECD (Organization for Economic Cooperation and Development). 1982. Eutrophication of waters: Monitoring, Assessment and Control. Final Report. OECD Cooperative Programme on Monitoring of Inland Waters (Eutrophication Control). Environment Directorate, OECD, Paris. 154 pp.

Ojendis, G.V. 1985. Contribución al conocimiento de la biología del mexclapique (*Girardinichthys viviparus*); con algunos aspectos ecológicos de la parte norte del ex – lago de Texcoco. Tesis profesional. E.N.E.P. Iztacala. UNAM. 55 pp.

Oliva, M.G., Rodríguez, A., Lugo, A., M. R. Sánchez. 2008. Composición y dinámica del fitoplancton en un lago urbano hipertrófico. *Hidrobiológica* 18 (1): 1-13 pp.

Olivares, H.F., R., Dzul., M.E., Gallegos, R. Madera, M.L. Domínguez, E. García, A. Vega. 2015. Relationship between biomarkers and endocrine-disrupting compounds in wild *Girardinichthys viviparus* from two lakes with different degrees of pollution. *Ecotoxicology*. 10.1007/s10646-014-1414-4.

Orozco, C., A. Pérez, M. González, F. Rodríguez y J. Alfayate. 2005. Contaminación ambiental. Una visión desde la química., Tercera Edición, Thompson Editoriales España Paraninfo. 650 pp.

Palacios, A.N. y A. Vega. 2015. Plan de acciones para atender la problemática de calidad del agua en el Lago de Chapultepec, Primera sección. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ingeniería. UNAM. 97 pp.

Pascual, M., Macchi, P., Urbanski, J., Marcos, F., Rossi, C.R., Novara, M. P. Dell'Arciprete. 2002. Evaluating potential effects of exotic freshwater fish from incomplete species presence-absence data. *Biol. Invasions* 4: 101 - 113.

Paulo, J, P. Trujillo. 2000. Nueva especie de *Ilyodon* (Cyprinodontiformes: Goodeidae) de la cuenca del río Balsas, México. *Rev. Biol. Trop.* 48: 465-472.

Peng, K.W., Chew, S.F., Lim, C.B., Kuah, S.S.L., Kok, W.K., Y.K. Ip. 1998. The mudskippers *Periophthalmodon schlosseri* and *Boleophthalmus boddarti* can tolerate environmental NH₃ concentrations of 446 and 36 µM, respectively. *Fish Physiol. Biochem.* 19: 59-69.

Pérez, D.B. 2007. Evaluación del efecto de la aireación artificial para mejorar la calidad del agua en el Lago de Amatitlán. Tesis de Licenciatura. Facultad de Ciencias Químicas y Farmacia. Universidad de San Carlos de Guatemala. 98 pp.

Perrone, S.J., T.L. Meade. 1977. Protective effect of chloride on nitrite toxicity to Coho Salmo (*Oncorhynchus kisutch*). *J. Fish. Res. Board. Can.* 34: 486-492.

Perry AL, Low PJ, Ellis JR, J.D. Reynolds. 2005. Climate change and distribution shifts in marine fishes. *Science* 308:1912–1915.

- Person-Le Ruyet, J., Galland, R., Le Roux, A., H. Chartois. 1997. Chronic ammonia toxicity in juvenile turbot (*Scophthalmus maximus*). *Aquaculture* 154: 155-171.
- Phillips, M.A. 1972. Fish nutrition. Calorie and energy requirements. In: Halver, J. E. (Ed.). Academic Press, New York: 2-27 p.
- Phillipson, J. 1975. Introduction to Ecological Energetics (3-13p.). In: Grodzinski, W, Klekowski, R.Z. & Duncan, A. (Eds.). *Methods for Ecological Bioenergetics*. IBP No. 24. Blackwell Scientific Publications. Oxford. 367pp.
- Pigliucci, M. 1996. How organisms respond to environmental changes: from phenotypes to molecules (and vice versa). *Trends Ecol. Evol.* 11: 168-173.
- Pimentel, M.S., Trübenbach, K., Faleiro, F., Boavida, J., Repolho, T., R. Rosa. 2012. Impacts of ocean warming on the early ontogeny of cephalopods: a metabolic approach. *Mar. Biol.* 159: 2051-2059.
- Planas, M., Blanco, A., Chamorro, A., Valladares, S., J. Pintado. 2012. Temperature-induced changes of growth and survival in the early development of the seahorse *Hippocampus guttulatus*. *J. Exp. Mar. Biol. Ecol.* 438: 154-162.
- Poff, N.L., 2014. Rivers of the anthropocene? *Front. Ecol. Environ.* 12: 427.
- Polla, W.M., Bainotti, M.F y M. D. Novoa. 2016. Estudio ficológico y bacteriológico de una Laguna urbana de uso recreativo (Santa Fe, Argentina). *Natura Neotropicalis.* 47 (2): 56 – 68.
- Pörtner, H.O., Peck, L., G. Somero. 2005. Thermal limits and adaptation in marine Antarctic ectotherms: an integrative view. *Phil. Trans. Royal Soc. B: Biol. Sci.* 362: 2233-2258.
- Prosser, C.L., 1991. *Environmental and Metabolic Animal Physiology*. Wiley-Liss, New York.
- Priede, I.G., 1985. Metabolic scope in fishes. In *Fish energetics. New perspectives*. Tyler P. and Calow P. (Eds). Croom Helm London: 33–63.
- Qin, H.P., Khu, S.T., C. Li. 2014. Water exchange effect on eutrophication in landscape water body supplemented by treated wastewater. *Urban Water J.* 11: 108–115.
- Randall, D.J., T.K.N., Tsui. 2002. Ammonia toxicity in fish. *Mar. Pollut. Bull.* 45: 17-23.
- Randall, D.J., Wilson, J.M., Peng, K.W., Kok, T.W.K., Kuah, S.S.L., Chew, S.F., Lam, T.J., Y.K. Ip. 1999. The mudskipper *Periophthalmodon schlosseri*, actively transports NH₄⁺ against a concentration gradient. *Am. J. Physiol.* 46: R1562- R1567.
- Randall, D.J., P.A. Wright. 1987. Ammonia distribution and excretion in fish. *Fish Physiol. Biochem* 3: 107-120.
- Rao, V.L.R., Murthy, C.R.K., Butterworth, R.F. 1992. Glutamatergic synaptic dysfunction in hyperammonoemic syndromes. *Metab. Brain Dis.* 7: 1–20.
- Recuero, E., Cruzado, J., Parra, G., K. Zamudio. 2010. Urban aquatic habitats and conservation of highly endangered species: the case of *Ambystoma mexicanum* (Caudata, Ambystomatidae). *Ann. Zool. Fennici* 47: 223-238.
- Regnault, M. 1987. Nitrogen excretion in marine and freshwater crustacea. *Biol. Rev.* 62: 1-24.
- Rodier, J. 1981. *Análisis de las Aguas*. Ed. Omega.España.1059 pp.
- Rodrigues, R.V., Schwarz, M.H., Delbos, B.C., L.A. Sampaio. 2007. Acute toxicity and sublethal effects of ammonia and nitrite for juvenile cobia *Rachycentron canadum*. *Aquaculture* 271: 553–557.
- Roessing, N.J., Woodley, M.C., Cech, J.J., L.J. Hansen. 2004. Effects of global climate change on marine and estuarine fishes and fisheries. *Rev. Fish. Bio. Fish.* 14: 251 - 271.
- Roldán, G. y J.J. Ramírez. 2008. *Fundamentos de Limnología neotropical*. Universidad de Antioquia. Colombia 400 pp.

- Rosa, R., Pimentel, M.S., Boavida, J., Teixeira, T., Trübenbach, K., M.S. Diniz. 2012. Ocean warming enhances malformations, premature hatching, metabolic suppression and oxidative stress in the early life stages of a keystone invertebrates. *Plos One* 1: 7 – 11.
- Rosamond, M.S., Thuss, S.J., S.L. Schiff. 2012. Dependence of riverine nitrous oxide emissions on dissolved oxygen levels. *Nat. Geosci.* 5: 715 - 718.
- Rosas, C., Sánchez, A., Chimal, E., R. Brito. 2003. Manual de Métodos para la evaluación del Balance Energético en Crustáceos. Laboratorio de Ecología y Biología Marina Experimental. Facultad de Ciencias, UNAM.
- Rozin, P., J. Mayer. 1961. Regulation of food intake in goldfish. *Am. J. Physiol.* 201: 968 – 974.
- Russo, R.C. 1985. Ammonia, nitrite and nitrate. In: *Fundamentals of aquatic toxicology*. Eds: Rand, G.M y M.C. Petrocelly. Washington, D.C. Hemisphere Publishing Corporation.
- SACM. 2008. Proyecto ejecutivo de línea interconexión de los tanques Dolores a la avenida paseo de la reforma y calzada Chivatito, en la primera sección del Bosque de Chapultepec. Delegación Miguel Hidalgo.
- Salas, H.J., P. Martino. 1991. A simplified phosphorus tropic state model for warm-water tropical lakes. *Water Research* Vol. 5(3): 341-350.
- Salazar, E. 1981. Contribución al conocimiento de la Biología de *Girardinichthys innominatus*, Bleeker, 1860 (Pisces Godeidae) del Embalse Requena Edo. de Hidalgo. Tesis profesional. ENEP. Iztacala. UNAM. 85 pp.
- Salvato, B., Cuomo, V., Di Muro P., M. Beltramini. 2001. Effects of environmental parameters on the oxygen consumption of four marine invertebrates: a comparative factorial study. *Mar. Biol.* 138: 659 – 668.
- Samboni, N.E., Y. Carvajal, J. C. Escobar. 2007. Revisión de parámetros fisicoquímicos como indicadores de calidad y contaminación del agua. *Rev. Ing. Inv.* 27 (3): 172-181.
- Sarukhán, J. 2009. Capital natural de México. Síntesis: conocimiento actual, evaluación y perspectivas de sustentabilidad. CONABIO (Ed). México.
- Scheffer, M. 2004. *Ecology of shallow lakes*. Kluwer Academic Publishers. Netherlands. 357 pp.
- Schmidt, K. 1998. *Animal physiology adaptation and environment*. 5ª Ed. New York, USA. 217 – 240 pp.
- Schimdt, W., Wolf, G., K. Grungreiff. 1993. Adenosine influences the high-affinity-uptake of transmitter glutamate and aspartate under conditions of hepatic encephalopathy. *Metab. Brain Dis.* 45: 73-80.
- Schreck, C.B., P.B. Moyle. 1990. *Methods for fish Biology*. American Fisheries Society, Bethesda, Maryland. 684 pp.
- Sedeño, J.E., E. López. 2009. Threatened fishes of the world: *Girardinichthys viviparus* (Bustamante 1837) (Cyprinodontiformes: Goodeidae). *Environ. Biol. Fishes* 84: 11-12.
- Sheng, J., Lin, Q., Chen, Q., Gao, Y., Shen, L., J. Lu. 2006. Effect of food, temperature and light intensity on the feeding behavior of three-spot juvenile seahorse, *Hippocampus trimaculatus* Leach. *Aquaculture* 256: 596 – 607.
- Shi, Y., Zhang, G., Liu, J., W. Zang. 2011. Effects of temperature and salinity on oxygen consumption of tawby puffer *Takifugu flavidus* juvenile. *Aquaculture Res.* 42: 301 – 307.
- Siikavuopio, S.I., B.S. Sæther. 2005. Effects of chronic nitrite exposure on growth in juvenile Atlantic cod, *Gadus morhua*. *Aquaculture* 255: 351–356.
- Sinha, A.K., Liew, H.J., Diricx, M., Blust, R., G. De Boeck. 2012. The interactive effects of ammonia exposure, nutritional status and exercise on metabolic and physiological exposure, nutritional status and exercise on hormonal and ion-regulatory response in goldfish (*Carassius auratus* L.). *Aquat. Toxicol.* 114/115: 153-164.
- Sinha, A.K., Liew, H.J., Nawata, C.M., Blust, R., Wood, C.M. G. De Boeck, G. 2013. Modulation of RH glycoproteins, ammonia excretion and Na⁺ fluxes in three freshwater teleosts when exposed chronically to high environmental ammonia. *J. Exp. Biol.* 216, 2917-2930.

Small, B.C. 2005. Effect of fasting on nycthemeral concentrations of plasma growth hormone (GH), insulin-like growth factor (IGF-I), and cortisol in channel catfish (*Ictalurus punctatus*). *Comp. Biochem. Physiol. Part B: Biochem. Mol. Biol.* 142: 217-223.

Sokolova, I. M. Frederich, R. Bagwe, G. Lannig, A. Sukhotin. 2012. Energy homeostasis as an integrative tool for assessing limits of environmental stress tolerance in aquatic invertebrates. *Mar. Environ. Res.* 79: 1-15.

Søndergaard, M., Larsena, S.E., Jørgensena, T.B., E. Jeppesen. 2011. Using chlorophyll-a and cyanobacteria in the ecological classification of lakes. *Ecol. Indic.* 11: 1403–1412.

Sousa, R.J., T.L. Meade. 1977. The influence of ammonia on the oxygen delivery system of coho salmon hemoglobin. *Comp. Biochem. Physiol.* 58A: 23–28.

Spagnuolo, C., Rinelli, P., Coletta, M., Chiancone, E., F. Ascoli. 1987. Oxidation reaction of human oxyhaemoglobin with nitrite: a reexamination. *Biochim. Biophys. Acta* 911: 59–65.

Stormer, J., Jensen, F. B. & Rankin, J. C. 1996. Uptake of nitrite, nitrate, and bromide in rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*: effects on ionic balance. *Can. J. Fisheries Aquat. Sci.* 53, 1943–1950.

Suski, C.D., Kieffer, J.D., Killen, S.S., B.L. Tufts. 2007. Sub-lethal ammonia toxicity in largemouth bass. *Comp. Biochem. Physiol. Part A: Mol. Integr. Physiol.* 146: 381–389.

Tabata, K. 1963. Toxicity of ammonia to aquatic animals with reference to the effect of pH and carbon dioxide. Cited by: Chen y Chin. *Asian Fisheries Sci.* 2: 233-238.

Takasusuki, J., Araujo, M.M.R., M.N. Fernandes. 2004. Effect of water pH on copper toxicity in the neotropical fish, *Prochilodus scrofa* (Prochilodontidae). *Bull. Environ. Contam. Toxicol.* 72: 1075–1082.

Tavera, R. 1996. Phytoplankton of the tropical Lake Catemaco (Ph. D. Thesis), University of South Bohemia: České Budejovice, Czech Republic 96 pp.

Taylor, E. 2000. "Effects of exposure to sublethal levels of copper on brown trout: Mechanisms of ammonia toxicity." Paper presented in the Fifth International Symposium on Fish Physiology, Toxicology and Water Quality, 9–12 November, 1998, City University of Hong Kong, pp. 51–68.

Terrón, R. 1994. Estudios biológicos de *Girardinichthys viviparus* (Pisces: Goodeidae) en el embalse "la Goleta" Estado de México. Tesis de Licenciatura. ENEP Iztacala. UNAM. 55 pp.

Thangam, Y., Perumayee, M., Jayaprakash, S., Umavathi, S., S.K. Basheer. 2014. Studies of ammonia toxicity on haematological parameters to freshwater fish *Cyprinus carpio* (Common carp). *Int. J. Curr. Microbiol. Appl. Sci.* 3: 535 – 542.

Thurston, R.V., Russo, R.C., G.A. Vinogradov. 1981. Ammonia toxicity to fishes. Effect of pH on the toxicity of the unionized ammonia species. *Environ. Sci. Technol.* 15: 837–840.

Thurston, R.V., Meyn, E.L., 1984. Acute toxicity of ammonia to five fish species from the northwest United States. Technical Report No. 84-4. Fisheries Bioassay Laboratory, Montana State University, Bozeman, MT.

SEDEMA, 2015. En: <http://www.sedema.df.gob.mx/bosquedechapultepec/>

USEPA (United States Environmental Protection Agency), 1984. Ambient water quality criteria for ammonia. National Technical Information Service, Springfield, VA.

Valderrama, J.C. 1981. The simultaneous analysis of total nitrogen and phosphorus in natural waters. *Mar. Chem.*, 10: 109-122.

Van Stralenan, N.M., A.A. Hoffmann. 2000. Review of experimental evidence for physiological costs of tolerance to toxicants. En: Kammege, J.E., Laskowski, R. (Eds.), *Demography in Ecotoxicology*. John Wiley and Sons, Chichester, UK, pp.115-124.

Van Vuuren, D.P., Bouwman, A.F., A.H.W. Beusen. 2010. Phosphorus demand for the 1970–2100 period: a scenario analysis of resource depletion. *Glob. Environ. Chang.* 20: 428–439.

- Vega, A., Jiménez, F.A., García, E., M.L. Domínguez. 2008. Oxidative stress response elicited in an endangered goodeid fish (*Girardinichthys viviparus*) by water from its type localities. *Ecotoxicol. Environ. Saf.* 71: 94–103.
- Vega, A., Martínez, T.L., Domínguez, M.L., García, E., Ramón, E, A. García. 2006. Vitellogenin induction in the endangered goodeid fish *Girardinichthys viviparus*: vitellogenin characterization and estrogenic effects of polychlorinated biphenyls. *Comp Biochem. Physiol.* C142(3–4): 356–364
- Vega, A., Martínez, L., M. Galar. 2007. Toxic effects of waterborne polychlorinated biphenyls and sex differences in an endangered goodeid fish (*Girardinichthys viviparus*). *Environ. Internat.* 33: 540-545.
- Vega, E.M., Díaz, F., S. Espina. 2004. Balance energéticos de juveniles de *Chirostoma estor estor* (Jordan, 1879) (Pisces, Atherinopsidae) en relación con el tamaño corporal. *Hidrobiológica*, 14(2): 113-120.
- Vernberg, F.J., W.B. Vernberg. 1981. Adaptation of extreme ambients, p. 165 – 180. In: F.J. Vernberg (Ed.). *Physiological Ecology of Marine Organisms*. The Belle W. Baruch Library in Marine Science No 3. University of South Carolina Press. Columbia South Carolina.
- Villalobos, G., A., Fernández., H. Velazco. 1982. El sistema hidráulico del Distrito Federal. D.D.F. (Ed.). México.
- Wall, S.M. 1996. Ammonium transport and the role of the Na⁺, K⁺-ATPase. *Mi. Electrolyte Metabol.* 22: 311-317.
- Walton, M.J., C.B. Cowey. 1977. Aspect of ammoniogenesis in rainbow trout, *Salmo gairdneri*. *Comp. Biochem. Physiol.* 57: 143-149.
- Walton, M.J., C.B. Cowey. 1982. Aspect of intermediary metabolism of salmonid fish. *Comp. Biochem. Physiol.* 73 B: 59 - 79.
- Wang, Y., Heiggenhauser, G.J.F., C.M. Wood. 1994. Integrated responses to exhaustive exercise and recovery in rainbow trout white muscle: acid-base, phosphogen, carbohydrate, lipid, ammonia, fluid volume, and electrolyte metabolism. *J. Exp. Biol.* 195: 227-235.
- Wang, T., J. Overgaard. 2007. The heartbreak of adapting to global warming. *Science* 315: 49-50.
- Webb, P.W. 1978. Temperature effects on acceleration of rainbow trout, *Salmo gairdneri*. *J. Fish. Board Canada* 35, 1417–1422.
- Wedemeyer, G.A. 1997. Effect of the rearing conditions on the health and physiology quality of fish in intensive aquaculture, pp. 35-71. In: G.K. Iwama, A.D. Pickering, J.P. Sumpter, C.B. Schreck (Eds.) *Fish Stress and Health in Aquaculture*. Cambridge University Press.
- Wedemeyer, G.A., D.J. McLeay, 1981. Methods for determining the tolerance of fishes to environmental stressors, p. 247 – 275. In: A.D. Pickering (Ed) *Stress and Fish*. Academic Press. London.
- Wetzel, R.G. 2001. *Limnology, 3rd edition*. Academic Press, New York.
- Whitfield, M. 1974. The hydrolysis of ammonium ions in sea water — a theoretical study. *Journal of the Marine Biological Association of the UK* 54: 565–580.
- Wicks, B.J., D.J. Randall. 2002. The effect of feeding and fasting on ammonia toxicity in juvenile rainbow trout, *Oncorhynchus mykiss*. *Aquat. Toxicol.* 59: 71-82.
- Widdows, J. 1993. Marine and estuarine invertebrate toxicity test. En: Calow, P. (Ed.), *Handbook of ecotoxicology*, Vol I. Blackwell Scientific Publications, London. P. 145-146.
- Wilson, J.M., Laurent, P., Tufts, B.L., Benos, D. J., Donowitz, M., Vogl, A.W., D.J. Randall. 2000. NaCl uptake in the brachial epithelium in freshwater teleost fish: An immunological approach to ion-transport protein localization. *J. Exp. Biol.* 203: 2279-2296.
- Winberg, G.G., 1960. Rate of Metabolism and Food Requirements of Fishes. Nanaimo, B.C.
- Windell, J.T. 1978. Digestion and daily ration of fishes. In: *Ecology of freshwater fish production*. Ed. By S.D. Gerking. New York. 159-183 pp.

- Wong, J.M., J.A.H. Benzie. 2003. The effects of temperature, *Artemia salina* enrichment, stocking density and light on the growth of juvenile seahorse, *Hippocampus whitei* (Bleeker, 1855), from Australia. *Aquaculture* 228: 107-121.
- Woo, N.Y.S., S.F. Chiu. 1997. Metabolic and osmoregulatory responses of the sea bass *Lates calcarifer* to nitrite exposure. *Environ. Toxicol. Water Qual.* 12: 257–264.
- Wood, C.M., C.M. Nawata. 2011. A nose-to-nose comparison of the physiological and molecular responses of rainbow trout to high environmental ammonia in seawater versus freshwater. *J. Exp. Biol.* 214: 3557–3569.
- Wright, P.A. 1993. Nitrogen excretion and enzyme pathways for ureagenesis in freshwater tilapia (*Oreochromis niloticus*). *Physiol. Zool.* 66: 881-901.
- Wright, P.A., C.M. Wood. 2009. A new paradigm for ammonia excretion in aquatic animals: role of Rhesus (Rh) glycoproteins. *J. Exp. Biol.* 212: 2303–2312.
- Wu, J.C., M.E. Malmstrom. 2015. Nutrient loadings from urban catchments under climate change scenarios: case studies in Stockholm, Sweden. *Sci. Total Environ.* 518–519: 393–406.
- Wuertz, S., Schulze, S.G.E., Eberhardt, E., Schul, C., J.P. Schroeder. 2013. Acute and chronic nitrite toxicity in juvenile pike-perch (*Sander lucioperca*) and its compensation by chloride. *Comp. Biochem. Physiol., Part C.* 57: 352 – 360.
- Xia, X., Wua, Q., Zhua, B., Zhao, P., Zhangb, S., L. Yang. 2015. Analyzing the contribution of climate change to long-term variations in sediment nitrogen sources for reservoirs/ lakes. *Sci. Total Environ.* 523: 64–73.
- Xie, Y., Xiong, Z., Xing, G., Sun, G., Z. Zhu. 2007. Assessment of nitrogen pollutant sources in surface waters of Taihu Lake Region. *Pedosphere.* 17(2): 200-209.
- Yi, Y., Yang, Z., S. Zhang. 2011. Ecological risk assessment of heavy metals in sediment and human health risk assessment of heavy metals in fishes in the middle and lower reaches of the Yangtze River basin. *Environ. Pollut.* 159:2575–2585.
- Yoon, S., Hiroya, A., M.J. Kishi. 2013. Response of Manila clam growth and its food sources to global warming in a subarctic lagoon in Japan. *Progr. Ocean.* 119: 48 – 58.
- Yu, Q., Wang, H.Z., Li, Y., Shao, J.C., Liang, X.M., Jeppesen, E., H.J. Wang. 2015. Effects of high nitrogen concentrations on the growth of submersed macrophytes at moderate phosphorus concentrations. *Water Res.* 83: 385–395.
- Zachariasen F. 2001. Intraspecific differences in nitrite tolerance of rainbow trout. The role of gill and kidney. *Cand. Scient. Thesis.* Institute of Biology, University of Southern Denmark, Odense.
- Zeinab A.E.e, Elhakim, A., N.A. Mohamed. 2016. Effect of prolonged ammonia toxicity on fertilized eggs, hatchability and size of newly hatched larvae of Nile tilapia, *Oreochromis niloticus*. *Egyptian Journal of Aquatic Research.* 42: 2150- 222.
- Zhang, E., Liu, E., Jones, R., Langdon, P., Yang, X., J. Shen. 2010. A 150-year record of recent changes in human activity and eutrophication of Lake Wushan from the middle reach of the Yangze River, China. *J. Limnol.* 69 (2): 235–241.
- Zieve, L., 1966. Pathogenesis of hepatic coma. *Arch. Int. Med.* 118, 211–223.
- Zou, Q., Lu, Z., Li, C., Li, Y., P. Huang. 2013. Seasonal Pattern of planktonic Ciliates in a Subtropical Shallow Urban Lake. *J. Biol Sc.* 5(5): 210-219.

ANEXO I

Distancias dimensionales entre las estaciones de muestreo, ejercidas por los parámetros fisicoquímicos y biológicos evaluados.

ESTACIÓN DE MUESTREO	MDS1	MDS2	%
LV1	-0.50166667	0.35416667	1.13333333
LV2	0.3325	0.315	0.91666667
LV3	0.46333333	0.42	1.11666667
LM4	-1.08583333	-0.42916667	2.325
LM5	-0.17833333	-0.54583333	1.25
Lm6	0.96916667	-0.1175	1.55833333

Correlación de las variables de respuesta

Variable	MDS1	MDS2
Temperatura	0.02	-0.61
Oxígeno Disuelto	-0.03	-0.64
Profundidad	-0.70	0.26
Transparencia Secchi	-0.77	-0.29
Conductividad	-0.23	-0.53
pH	0.78	-0.37
N-AT	-0.68	0.37
N-NO₂⁻¹	-0.62	-0.41
N-NO₃⁻¹	-0.76	-0.27
P-Total	-0.37	-0.09
Clorofila a	0.45	0.33

ANEXO II

Modelos de tipo potencial ($Y = A * X^b$), ajustados en cada una de las variables de la ecuación general del balance de energía, valuada en cada tratamiento experimental.

Tratamiento	Modelo Ajustado (C)	Modelo Ajustado (F)	Modelo Ajustado (R)	Modelo Ajustado (U)	Modelo Ajustado (P)
C 17	$Y = 3556.03 * X^{-1.64}$ R ² = 0.74 A = 3.55 B = -1.64	$Y = 1.011 * X^{-0.55}$ R ² = 0.86 A = 0.0047 B = -0.55	$Y = 326.008 * X^{-1.48}$ R ² = 0.87 A = 2.51 B = -1.48	$Y = 1.053 * X^{-0.776}$ R ² = 0.86 A = 0.022 B = -0.776	$Y = 1.007 * X^{-0.501}$ R ² = 0.85 A = 0.003 B = -0.501
A.1.17	$Y = 20227.7322 * X^{-1.93}$ R ² = 0.68 A = 4.31 B = -1.93	$Y = 1.019 * X^{-0.44}$ R ² = 0.82 A = 0.0081 B = -0.44	$Y = 6892.06 * X^{-1.92}$ R ² = 0.89 A = 3.84 B = -1.92	$Y = 1.073 * X^{-1.019}$ R ² = 0.78 A = 0.031 B = -1.019	*
A.2.17	$y = 452425.021 * X^{-2.39}$ R ² = 0.77 A = 5.66 B = -2.39	$Y = 1.002 * X^{-0.51}$ R ² = 0.81 A = 0.0087 B = -0.51	$Y = 152394.22 * X^{-2.36}$ R ² = 0.80 A = 5.18 B = -2.36	$Y = 1.071 * X^{-0.677}$ R ² = 0.80 A = 0.030 B = -0.677	*

* Modelo sin determinación

Continuación

Tratamiento	Modelo Ajustado (C)	Modelo Ajustado (F)	Modelo Ajustado (R)	Modelo Ajustado (U)	Modelo Ajustado (P)
A 3. 17	$Y = 883.55 * X^{-1.33}$ $R^2 = 0.71$ $A = 2.92$ $B = -1.33$	$Y = 1.018 * X^{-0.49}$ $R^2 = 0.84$ $A = 0.0077$ $B = -0.49$	$Y = 1248.09 * X^{-1.52}$ $R^2 = 0.52$ $A = 3.09$ $B = -1.52$	$Y = 1.040 * X^{-0.859}$ $R^2 = 0.80$ $A = 0.017$ $B = -0.859$	*
N 1. 17	$Y = 16163.40 * X^{-1.92}$ $R^2 = 0.70$ $A = 4.21$ $B = -1.92$	$Y = 1.012 * X^{-0.49}$ $R^2 = 0.83$ $A = 0.0052$ $B = -0.49$	$Y = 1288.62 * X^{-1.71}$ $R^2 = 0.82$ $A = 3.11$ $B = -1.71$	$Y = 1.081 * X^{-0.764}$ $R^2 = 0.84$ $A = 0.033$ $B = -0.764$	*
N 2. 17	$Y = 142455 * X^{-2.25}$ $R^2 = 0.69$ $A = 5.15$ $B = -2.25$	$Y = 1.009 * X^{-0.56}$ $R^2 = 0.87$ $A = 0.0052$ $B = -0.56$	$Y = 58357.26 * X^{-2.30}$ $R^2 = 0.64$ $A = 4.77$ $B = -2.30$	$Y = 1.021 * X^{-0.749}$ $R^2 = 0.83$ $A = 0.009$ $B = -0.749$	*
C 23	$Y = 254312.97 * X^{-2.16}$ $R^2 = 0.83$ $A = 5.41$ $B = -2.16$	$Y = 1.028 * X^{-0.47}$ $R^2 = 0.80$ $A = 0.0119$ $B = -0.47$	$Y = 76828.59 * X^{-2.29}$ $R^2 = 0.84$ $A = 4.89$ $B = -2.29$	$Y = 1.121 * X^{-0.667}$ $R^2 = 0.74$ $A = 0.050$ $B = -0.667$	$Y = 1.014 * X^{-0.004}$ $R^2 = 0.86$ $A = 0.006$ $B = -0.004$

* Modelo sin determinación

Continuación

Tratamiento	Modelo Ajustado (C)	Modelo Ajustado (F)	Modelo Ajustado (R)	Modelo Ajustado (U)	Modelo Ajustado (P)
A 1. 23	$Y = 42052.99 * X^{-2.02}$ R ² = 0.83 A = 4.62 B = -2.02	$Y = 1.009 * X^{-0.44}$ R ² = 0.85 A = 0.0039 B = -0.44	$Y = 87531.98 * X^{-2.24}$ R ² = 0.85 A = 4.94 B = -2.24	$Y = 1.051 * X^{-0.640}$ R ² = 0.82 A = 0.022 B = -0.640	*
A 2. 23	$Y = 19866.76 * X^{-1.89}$ R ² = 0.71 A = 4.30 B = -1.89	$Y = 1.005 * X^{-0.45}$ R ² = 0.83 A = 0.0022 B = -0.45	$Y = 4080.52 * X^{-1.75}$ R ² = 0.79 A = 3.61 B = -1.75	$Y = 1.053 * X^{-0.672}$ R ² = 0.85 A = 0.0224 B = -0.672	*
A 3. 23	$Y = 2279.75 * X^{-1.50}$ R ² = 0.61 A = 3.36 B = -1.50	$Y = 1.013 * X^{-0.45}$ R ² = 0.83 A = 0.0056 B = -0.45	$Y = 948883.89 * X^{-2.49}$ R ² = 0.85 A = 5.98 B = -2.49	$Y = 1.068 * X^{-0.698}$ R ² = 0.80 A = 0.029 B = -0.698	*
N 1. 23	$Y = 13108.84 * X^{-1.79}$ R ² = 0.85 A = 4.12 B = -1.79	$Y = 1.009 * X^{-0.39}$ R ² = 0.81 A = 0.0039 B = -0.39	$Y = 8197.42 * X^{-1.91}$ R ² = 0.87 A = 3.91 B = -1.91	$Y = 1.073 * X^{-0.644}$ R ² = 0.80 A = 0.031 B = -0.644	*

* Modelo sin determinación

Continuación.

Tratamiento	Modelo Ajustado (C)	Modelo Ajustado (F)	Modelo Ajustado (R)	Modelo Ajustado (U)	Modelo Ajustado (P)
N 2. 23	$Y = 18729.53 * X^{-3.14}$ $R^2 = 0.68$ $A = 4.27$ $B = -3.14$	$Y = 1.004 * X^{-0.47}$ $R^2 = 0.82$ $A = 0.0017$ $B = -0.47$	$Y = 70263.43 * X^{-2.19}$ $R^2 = 0.89$ $A = 4.85$ $B = -2.19$	$Y = 1.064 * X^{-0.707}$ $R^2 = 0.82$ $A = 0.027$ $B = -0.707$	*

* Modelo sin determinación

ANEXO III

Intervalos de variación observados en la medición de las variables de la ecuación general del balance de energía, en cada uno de los tratamientos

Tratamiento PS. Org	Variable	Tasa de consumo	Energía consumida
C 17 - 0.15 g PS	C	7.86 mg. h ⁻¹	931.60 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 17 - 0.03 g PS	C	3.34 mg. h ⁻¹	1,985.64 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 23 - 0.27 g PS	C	13.69 mg. h ⁻¹	837.92 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 23 - 0.03 g PS	C	4.14 mg. h ⁻¹	2,201.05 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.17 - 0.19 g PS	C	2.46 mg. h ⁻¹	726.30 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.17 - 0.03 g PS	C	0.73 mg. h ⁻¹	1,607.72 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.23 - 0.14 g PS	C	1.45 mg. h ⁻¹	975.20 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.23 - 0.04 g PS	C	0.79 mg. h ⁻¹	1694.54 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.17 - 0.21 g PS	C	10.05 mg. h ⁻¹	802.90 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.17 - 0.03 g PS	C	2.92 mg. h ⁻¹	1,574.60 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.23 - 0.11 g PS	C	6.3 mg. h ⁻¹	998.31 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.23 - 0.03 g PS	C	3.82 mg. h ⁻¹	1860.58 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.17 - 0.19 g PS	C	6.83 mg. h ⁻¹	998.13 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹

Intervalos de variación observados en la medición de las variables de la ecuación general del balance de energía, en cada uno de los tratamientos

Tratamiento PS. Org	Variable	Tasa de consumo	Energía consumida
A.3.17 - 0.030 g PS	C	2.61 mg. h ⁻¹	1,744.60 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.23 - 0.23 g PS	C	5.77 mg. h ⁻¹	680.80 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.23 - 0.04 g PS	C	1.04 mg. h ⁻¹	2,238 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.17 - 0.13 g PS	C	9.8 mg. h ⁻¹	1,057.27 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.17 - 0.02 g PS	C	2.61 mg. h ⁻¹	1,653.45 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.23 - 0.09 g PS	C	5.17 mg. h ⁻¹	774.69 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.23 - 0.03 g PS	C	4.76 mg. h ⁻¹	2,053.17 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.17 - 0.09 g PS	C	5.29 mg. h ⁻¹	934.55 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.17 - 0.02 g PS	C	2.45 mg. h ⁻¹	1,626.08 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.23 - 0.19 g PS	C	10.97 mg. h ⁻¹	974.36 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.23 - 0.02 g PS	C	4.87 mg. h ⁻¹	1918.64 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹

Continuación

Intervalos de variación observados en la medición de las variables de la ecuación general del balance de energía, en cada uno de los tratamientos

Tratamiento PS. Org	Variable	Heces producidas	Energía pérdida
C 17 - 0.03 g PS	F	0.5 mg. día ⁻¹	99.18 J día ⁻¹ . g PS ⁻¹ .
C 17 - 0.15 g PS	F	1.02 mg. día ⁻¹	224.28 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 23 - 0.28 g PS	F	1.30 mg. día ⁻¹	128.90 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 23 - 0.03 g PS	F	0.79 mg. día ⁻¹	410.68 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.17 - 0.19 g PS	F	1.74 mg. día ⁻¹	152.34 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.17 - 0.06 g PS	F	1.29 mg. día ⁻¹	351.31 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.23 - 0.10 g PS	F	3.2 mg. día ⁻¹	310.04 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.23 - 0.04 g PS	F	1.3 mg. día ⁻¹	452.61 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.17 - 0.06 g PS	F	0.46 mg. día ⁻¹	132.35 J día ⁻¹ . g PS ⁻¹ .
A.2.17 - 0.04 g PS	F	0.33 mg. día ⁻¹	194.46 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.23 - 0.08 g PS	F	2.1 mg. día ⁻¹	329.92 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.23 - 0.04 g PS	F	1.9 mg. día ⁻¹	583.65 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.17 - 0.14 g PS	F	0.843 mg. día ⁻¹	107.26 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹

Continuación

Intervalos de variación observados en la medición de las variables de la ecuación general del balance de energía, en cada uno de los tratamientos

Tratamiento PS. Org	Variable	Valor obtenido	Energía empleada
A.3.17 - 0.03 g PS	F	0.37 mg. día ⁻¹	219.51 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.23 - 0.17 g PS	F	1.62 mg. día ⁻¹	136.30 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.23 - 0.04 g PS	F	0.9 mg. día ⁻¹	320.68 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.17 - 0.11 g PS	F	1.78 mg. día ⁻¹	231.07 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.17 - 0.03 g PS	F	0.64 mg. día ⁻¹	426.42 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.23 - 0.22 g PS	F	5.25 mg. día ⁻¹	307.92 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.23 - 0.031 g PS	F	1.29 mg. día ⁻¹	533.76 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.17 - 0.21 g PS	F	1.94 mg. día ⁻¹	159.62 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.17 - 0.02 g PS	F	0.78 mg. día ⁻¹	478.15 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.23 - 0.19 g PS	F	5 mg. día ⁻¹	397.78 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.23 - 0.02 g PS	F	0.93 mg. día ⁻¹	590.98 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹

Continuación

Intervalos de variación observados en la medición de las variables de la ecuación general del balance de energía, en cada uno de los tratamientos

Tratamiento PS. Org	Variable	QO₂	Energía empleada
C 17 - 0.14 g PS	R	1.43 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	475.44 J. día. g PS ⁻¹
C 17 - 0.03 g PS	R	3.54 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1,179.37 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 23 - 0.18 g PS	R	1.89 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	631.96 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 23 - 0.03 g PS	R	3.49 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1,161.88 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.17 - 0.19 g PS	R	1.61 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	534.88 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.17 - 0.03 g PS	R	3.77 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1254.56 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.23 - 0.14 g PS	R	2.19 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	728.89 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.23 - 0.04 g PS	R	4.03 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1340.99 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.17 - 0.21 g PS	R	1.82 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	606.59 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.17 - 0.03 g PS	R	3.87 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1,289.46 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.23 - 0.14 g PS	R	2.16 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	717.35 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.23 - 0.03 g PS	R	4.75 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1,581.91 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.17 - 0.14 g PS	R	2.56 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	852.37 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹

Continuación

Intervalos de variación observados en la medición de las variables de la ecuación general del balance de energía, en cada uno de los tratamientos

Tratamiento PS. Org	Variable	QO₂	Energía empleada
A.3.17 - 0.03 g PS	R	4.7 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1,563.48 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.23 - 0.17 g PS	R	2.93 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	974.34 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.23 - 0.04 g PS	R	5.48 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1,824.54 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.17 - 0.14 g PS	R	2 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	665.43 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.17 - 0.02 g PS	R	3.57 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1,186.87 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.23 - 0.09 g PS	R	1.61 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	535.88 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.23 - 0.03 g PS	R	4.09 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1,360.92 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.17 - 0.10 g PS	R	2.26 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	749.79 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.17 - 0.02 g PS	R	3.57 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1,199.70 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.23 - 0.19 g PS	R	2.14 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	710.46 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.23 - 0.02 g PS	R	4.93 mg O ₂ . h ⁻¹ . g PS ⁻¹	1,641.59 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹

Continuación

Intervalos de variación observados en la medición de las variables de la ecuación general del balance de energía, en cada uno de los tratamientos

Tratamiento PS. Org	Variable	QNH₃	Energía empleada
C 17 - 0.14 g PS	U	0.1 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	56.77 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 17 - 0.03 g PS	U	0.22 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	140.55 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 23 - 0.18 g PS	U	0.09 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	54.50 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 23 - 0.03 g PS	U	0.24 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	142.80 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.17 - 0.19 g PS	U	0.03 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	18.34 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.17 - 0.03 g PS	U	0.07 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	43.18 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.23 - 0.14 g PS	U	0.15 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	87.36 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.23 - 0.04 g PS	U	0.27 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	161.54 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.17 - 0.21 g PS	U	0.12 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	72.38 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.17 - 0.03 g PS	U	0.25 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	153.26 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.23 - 0.14 g PS	U	0.13 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	80.06 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.23 - 0.03 g PS	U	0.29 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	173.59 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.17 - 0.14 g PS	U	0.05 mg N-AT. h ⁻¹ . g PS ⁻¹	26.68 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹

Continuación

Intervalos de variación observados en la medición de las variables de la ecuación general del balance de energía, en cada uno de los tratamientos

Tratamiento PS. Org	Variable	QNH ₃	Energía empleada
A.3.17 - 0.03 g PS	U	0.76 mg N-AT. g PS ⁻¹ . h ⁻¹	46.38 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.23 - 0.17 g PS	U	0.08 mg N-AT. g PS ⁻¹ . h ⁻¹	48.57 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.23 - 0.04 g PS	U	0.16 mg N-AT. g PS ⁻¹ . h ⁻¹	93.01 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.17 - 0.14g PS	U	0.14 mg N-AT. g PS ⁻¹ . h ⁻¹	80.78 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.17 - 0.02 g PS	U	0.26 mg N-AT. g PS ⁻¹ . h ⁻¹	155.74 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.23 - 0.09 g PS	U	0.10 mg N-AT. g PS ⁻¹ . h ⁻¹	61.57 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.23 - 0.03 g PS	U	0.27 mg N-AT. g PS ⁻¹ . h ⁻¹	159.27 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.17 - 0.10 g PS	U	0.18 mg N-AT. g PS ⁻¹ . h ⁻¹	106.61 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.17 - 0.02 g PS	U	0.33 mg N-AT. g PS ⁻¹ . h ⁻¹	197.88 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.23 - 0.19 g PS	U	0.14 mg N-AT. g PS ⁻¹ . h ⁻¹	83.58 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.23 - 0.02 g PS	U	0.32 mg N-AT. g PS ⁻¹ . h ⁻¹	189.21 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹

Continuación

Intervalos de variación observados en la medición de las variables de la ecuación general del balance de energía, en cada uno de los tratamientos

Tratamiento PS. Org.	Variable	Peso seco de los organismos que perdieron peso	Energía pérdida en el Crecimiento	Energía canalizada al Crecimiento
C 17 - 0.15 g PS	P	-	-	299.84 J. día. g PS ⁻¹ -
C 17 - 0.03 g PS	P	-	-	440.96 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 23 - 0.27 g PS	P	-	-	210.95 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
C 23 - 0.03 g PS	P	-	-	485.38 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.17 -0.31 g PS	P	0.141 g PS	- 11.31 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	21.27 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.1.17 - 0.31 g PS	P	0.18 g PS	- 48.77 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	37.13. J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹ .
A.1.23	P	0.09 g PS	-94.29 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	-
A.1.23	P	0.13 g PS	-277.01 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	-
A.2.17	P	0.05 g PS	-12.60 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	-
A.2.17 - 0.12 g PS	P	0.03 g PS	-45.57 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	49.17 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.2.23	P	0.14 g PS	-111.95 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	-
A.2.23	P	0.04 g PS	-534.45 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	-
A.3.17 - 0.09 g PS	P	0.14 g PS	-7.34 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	16.03 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹

Continuación

Intervalos de variación observados en la medición de las variables de la ecuación general del balance de energía, en cada uno de los tratamientos

Tratamiento PS. Org	Variable	Peso seco de los organismos que perdieron peso	Energía pérdida	Energía empleada
A.3.17 - 0.15 g PS	P	0.03 g PS	-82.53 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	18.77 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
A.3.23	P	0.17g PS	-90.59 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	-
A.3.23 - 0.07 g PS	P	0.08 g PS	-319.75 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	90.90 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.17 - 0.08 g PS	P	0.13 g PS	-41.26 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	10.34 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.17 - 0.11 g PS	P	0.03 g PS	-191.21 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	27.60 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.1.23	P	0.15 g PS	-111.65 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	-
N.1.23	P	0.09 g PS	-240.52 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	-
N.2.17 - 0.21 g PS	P	0.10 g PS	-173.61 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	18.07 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.17 - 0.05 g PS	P	0.03 g PS	-249.53 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	24.40 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹
N.2.23	P	0.19 g PS	-215.48 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	-
N.2.23	P	0.06 g PS	-566.60 J. día ⁻¹ . g PS ⁻¹	-

ANEXO IV

Contenido energético promedio de las heces y de los organismos experimentales de cada tratamiento evaluado.

Tratamiento	Heces	Organismo
C 17	18,704.67 ± 396.07 J. g ⁻¹	18,911.82 ± 300.04 J. g ⁻¹
A.1.17	16,818.08 ± 753.85 J.g ⁻¹	19,044.04 ± 573.07 J. g ⁻¹
A.2.17	16,767.72 ± 939.02 J.g ⁻¹	18,712.49 ± 693.76 J. g ⁻¹
A.3.17	17,700.14 ± 524.87 J.g ⁻¹	18,984.06 ± 579.05 J. g ⁻¹
N.1.17	15,062.78 ± 2,159.07 J.g ⁻¹	18,717.86 ± 616.19 J. g ⁻¹
N.2.17	16,952.99 ± 1,313.68 J.g ⁻¹	19,055.60 ± 437.95 J. g ⁻¹
C 23	17,685.19 ± 580.60 J. g ⁻¹	18,616.58 ± 265.64 J. g ⁻¹
A.1.23	13,363.23 ± 2,782.29 J. g ⁻¹	17,742.38 ± 364.40 J. g ⁻¹
A.2.23	12,152.74 ± 1,712.84 J.g ⁻¹	18,392.67 ± 390.41 J. g ⁻¹
A.3.23	14,038.94 ± 1,127.16 J. g ⁻¹	19,059.08 ± 650.02 J. g ⁻¹
N.1.23	12,883.59 ± 898.54 J.g ⁻¹	19,076.21 ± 598.69 J. g ⁻¹
N.2.23	15,332.91 ± 933.75 J.g ⁻¹	18,593.25 ± 590.25 J. g ⁻¹

