



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CAMPUS IZTACALA**

**“DIVERSIDAD Y DENSIDAD DE ROTÍFEROS
MONOGONONTOS EN ALGUNOS CANALES DEL
LAGO DE XOCHIMILCO”**

T E S I S
QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:
B I Ó L O G O
P R E S E N T A
JORGE JIMÉNEZ CONTRERAS

DIRECTORA DE TESIS
DRA. NANDINI SARMA



LOS REYES IZTACALA

2007



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.

A mis padres

Me parece que por lo menos hace 7 años, veían muy difícil que este momento llegara, sin embargo, siempre me apoyaron. Después, hace 3 años, creo que volvió ese pensamiento a ustedes y no hubo reproches, por el contrario buenos deseos, alegría, apoyo y respeto. Por eso les dedico este trabajo, por siempre respetar mi libertad y apoyarme en todo lo que es importante para mi y hacer que eso sea importante para ustedes. Porque para llegar hasta aquí, ustedes trabajaron por años. Pero sobre todo porque sean quienes son : Lichita y Patricio, mis mejores amigos.

A mis hermanas

Porque siempre han estado dispuestas a brindarme su ayuda, su casa y consejos. Por todas las sonrisas, por soportarme, acompañarme, porque las quiero y porque junto con ustedes, sus hijos Natalia, Isaac, Ingrid y Camila, me han enseñado a darle la importancia que merecen todas las cosas, por simples que parezcan. Gracias Veronica y Rebeca, por alegrar cada uno de mis días.

A Rocío Fernández

Como no dedicarte este trabajo, si no sólo empleaste tu tiempo en ayudarme, fue gracias a ti que tomo sentido el trabajo, la carrera y mi vida. Por todo tu amor, por tu sonrisa, por tus manos que acarician y luchan, porque todo me lleva a ti. En fin, por llenarme de sueños, y porque esos sueños, algún día poco a poco se hagan realidad. Gracias Manis.

*...y andaré despierto con mis sueños
y tu andarás conmigo
cantando junto al pueblo
y es que te amo tanto, compañera
que me haces falta aunque estés conmigo
y aunque haya mucho amor
llenando mi camino
juro que sin soñarte nunca soñaré...*

Alí Primera

AGRADECIMIENTOS

Un agradecimiento muy especial a Rogerio, Martha, Julia, Nicolas, Alex, porque sin su apoyo este trabajo no hubiera sido posible, pero sobre todo por hacerme sentir parte de su familia, ha sido un honor.

Agradezco a la UNAM y a la FES I, en especial a todas y todos los que han luchado porque conserve su carácter público y gratuito.

A mi directora de Tesis Dra. Nandini Sarma, por todo su apoyo, atención, amistad y confianza. Gracias por mostrarme otra forma de mirar, comprender y de hacer ciencia.

A los revisores de tesis: Dr. S. S. S. Sarma por su valiosa ayuda en la identificación de los rotíferos, las lecciones de taxonomía y por todo el tiempo dedicado a este proyecto; Dr. Pedro Ramírez García gracias por toda la ayuda brindada, desde la toma de muestras, hasta las contribuciones que enriquecieron este trabajo, sobre todo por su confianza y su amistad; M. en C. José Luis Gama Flores agradezco las contribuciones hechas al trabajo, su compromiso con los estudiantes y su preocupación por el correcto manejo de los conceptos; M. en C. Teresa Ramírez Pérez por su apoyo, sus contribuciones al trabajo.

Agradezco al proyecto DGAPA (PAPIIT IN 210205) por el apoyo financiero y la beca otorgada para la realización de este estudio.

Al programa PRONABES por la beca otorgada a lo largo de la carrera.

A todos los compañeros del laboratorio de Zoología Acuática por su apoyo, especialmente a: Carmen Serranía por dedicar parte de tu tiempo para este proyecto, por compartir tus conocimientos de taxonomía y por ayudarme en la identificación de los rotíferos; Cecilia Enríquez por tu apoyo en los muestreos, en la realización de los físicoquímicos y en el procesamiento de los datos; Diego Chaparro por tu ayuda en los muestreos, por hacerlos divertidos, por tender siempre la mano, por todas las reuniones donde discutimos nuestros proyectos y por enseñarme el uso correcto de las jarras de EPA; Gerardo García ¿Guzmán? gracias por tu ayuda y por los “quiebres” parte fundamental de la ciencia, gracias a todos por brindarme su amistad especialmente a los “coatl”.

A toda la “palomilla”, Cookie, Manolo, Albert Gota, Animal, Pao, Susana, Nero, Naty, gracias a ustedes aprendí, que todo es física, a preparar la más rica agua de horchata, que cuando se toca fondo se puede escarbar hacia los lados, un uso más de los extinguidores, a ser reincidente, lo cómico que puede llegar a ser un simple lápiz, a teorizar, a no poner machetes en el fuego, la importante función del sudor, que no se puede nadar hasta África, a soñar, a trabajar en equipo, a utilizar la lógica, en fin a disfrutar y aprender. Gracias por todo.

A todos los camaradas del Comité de Huelga del CCH Azcapotzalco, por defender el derecho a la educación gratuita, incluyente y de mejor calidad, por esos 10 meses que luchamos juntos. Especialmente a Gaby, Mariela, Gustavo, Carmelita, Etor, Nancy, Paquito, Aldo, Almita, Tania, Rosita, Ada, Michelle, Perico, Gary y Christofer.

A mis compañeros del RENO porque sin esos dos meses no sería el mismo, porque con sus bromas, compañerismo, su sentido de lucha, su resistencia, sus ideales, hicieron que la represión no fuera tan dura. Va pues, para todos un !!!VENCEREMOS!!! Vlad, Erit, Mesita, Miguel, Pablo, Auchan, Salva, Rubén, Carlitos, David, Ciencias, Octavio, Pato, Maestro Kanek, Lagarto, Perro, Dr. Selvas, Victor, Ernesto, Chivo... !!! ANIMO DELINCUENCIA!!! y a todos los que de distinta forma no permitieron que la prisión nos doblegara, continuando con la lucha, peleando por nuestra libertad, gracias a ustedes nunca nos sentimos solos.

A Miguel, Marcos y Paloma, porque en esas caminatas, me ayudaron a decidir mi carrera y por su amistad gracias pacos. A Mauricio, por tu ayuda, comprensión, por los Acapulcos, por tu amistad y por los "casís". A Victor gracias por acompañarme toda la vida, por seguir siendo humilde y por mantener con buena salud a éste que teclea.

A mis profesores Roberto Rico, José Antonio, Sergio Gonzales, Diodoro, Irma Dueñas, Mario Chávez, Jhonatan Franco, que hicieron que me enamorara de la biología con sus clases, conocimientos, su entrega, su disfrute de la docencia, su compromiso con los alumnos. Especialmente a la Dra. Gloria Vilaclara por la enorme confianza depositada en mí y por las estupendas clases. A todos gracias por su amistad.

Finalmente para cerrar con broche de oro, a mis dos grandes amigas, Ameyalli y Ana Lilia Garrido, por todo lo que compartimos, porque siempre han estado en mis alegrías y tristezas, por la oficina Bis, por la Huelga, por los reencuentros, sobre todo por los que podemos esperar toda una vida, pero que cuando llegan, aunque sólo dure un instante, sabemos que valió la pena esperar.

CONTENIDO

RESUMEN.....	I
ABSTRACT.....	II
I. INTRODUCCIÓN.....	1
II. JUSTIFICACIÓN	7
III. ANTECEDENTES.....	8
IV. OBJETIVOS.....	12
OBJETIVO GENERAL.....	12
OBJETIVOS PARTICULARES.....	12
V. ÁREA DE ESTUDIO	13
VI. MATERIALES Y MÉTODOS.....	15
FASE DE CAMPO	15
ZOOPLANCTON.....	15
PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS Y NUTRIENTES.....	15
FASE DE LABORATORIO.....	16
VII. RESULTADOS.....	18
DETERMINACIÓN TAXONÓMICA Y DENSIDAD.....	18
DIVERSIDAD.....	26
PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS.....	30
VIII. DISCUSIÓN.....	35
IX. CONCLUSIONES	39
X. LITERATURA CITADA.....	40
XI. ANEXO 1.....	47
XII. ANEXO 2.....	48

RESUMEN

Se analizó la diversidad y densidad de rotíferos monogonontos colectados en cuatro diferentes sitios mensualmente durante un año. Los parámetros fisicoquímicos analizados fueron temperatura, pH, conductividad, profundidad, oxígeno disuelto, demanda biológica de oxígeno (DBO₅), alcalinidad, dureza, fósforo reactivo disuelto y orgánico, nitrógeno en forma de nitratos y nitritos, y clorofila "a". los rotíferos se colectaron mediante un filtrado de 80 L de agua de cada uno de los sitios a través de una malla de 50 μ . Los rotíferos fueron identificados hasta nivel de especie y cuantificados utilizando una cámara de Sedgewick-Rafter. Ese eutrófico y somero cuerpo de agua presento una profundidad máxima de 1.5m, los valores de DBO₅ variaron entre 20mg l⁻¹ y arriba de 30 mg l⁻¹ en la mayoría de los sitios, y la tasa de N:P entre 1 y 5. Se encontraron un total de 79 especies pertenecientes a 17 familias de las cuales Brachionidae y Lecanidae fueron las más dominantes. Adicionalmente las especies más comunes fueron *Brachionus budapestinensis*, *B. calyciflorus*, *B. havanaensis*, *Keratella cochlearis*, *Keratella tropica* y *Polyarthra vulgaris*, también se encontraron especies interesantes como *B. durgae*, *Lecane aegania*, *L. tenuiseta*, *Trichocerca ruttneri* y *Filinia cornuta*. La diversidad de especies, calculada con el índice de Shannon-Weiner varió entre 1.915 bits ind⁻¹ y 3.847 bits ind⁻¹.

ABSTRACT

Analyzed the density and diversity of monogonont rotifers collected from four different sites on a monthly basis over one calendar year. The physicochemical parameters analyzed were temperature, pH, conductivity, depth, dissolved oxygen, biological oxygen demand, alkalinity, hardness, phosphorus, orthophosphates, nitrogen, nitrates and chlorophyll-a. We collected the rotifers by filtering 80 L of water from each of the sites through a 50 μ sieve. The rotifers were identified to species and quantified using a Sedgewick-Rafter cell. These shallow eutrophic water bodies had a maximum depth of 1.5m, BOD₅ values varied from 20mg L⁻¹ to up 30mg L⁻¹ in most sites, and N:P ratios between 1 to 5. We found 79 species belonging to 17 families of which Brachionidae and Lecanidae were most dominant. In addition to the common species such as *Brachionus budapestinensis*, *B. calyciflorus*, *B. havanaensis*, *Keratella cochlearis*, *Keratella tropica* and *Polyarthra vulgaris*, also found several interesting taxa including *B. durgae*, *Lecane aegania*, *L. tenuiseta*, *Trichocerca ruttneri* and *Filinia cornuta*. The species diversity, calculated using the Shannon-Weiner index ranged from 1.915 bits ind.⁻¹ to 3.847 bits ind.⁻¹. The data have been discussed in relation to the importance of rotifer biodiversity studies in Mexico.



I. INTRODUCCIÓN

Las aguas continentales cubren menos del 2% de la superficie de la tierra, que se encuentra contenida en cuerpos de agua que se se dividen en función de sus corrientes y que se denominan sistemas lóticos y lénticos. Los primeros son todos aquellos que tienen una corriente y principalmente incluye a los ríos. Dentro de los sistemas lénticos encontramos a los que presentan un flujo (corriente) imperceptible, dentro de estos se consideran a los estanques y los lagos principalmente (Wetzel, 1981).

Los lagos son sistemas abiertos que regularmente responden a los factores climáticos, que en ocasiones son considerados como microcosmos, tienen una gran importancia como fuente de agua potable, para la pesca, acuicultura y turismo, así como por la diversidad de organismos que contienen (Lampert y Sommer, 1997; Martínez-Arroyo y Jáuregui, 2001). De entre la gran diversidad de organismos existentes en los cuerpos de agua continentales esta el plancton, que es la comunidad que vive suspendida en el seno del agua y que no puede contrarrestar las corrientes. El plancton puede dividirse en dos grupos, el primero constituido por organismos vegetales llamado fitoplancton, el segundo grupo denominado zooplancton alberga a los animales (Hutchinson, 1967; Nogrady, 1993).

En el fitoplancton encontramos a los productores primarios, representados por algas y cianobacterias de entre $5\mu\text{m}$ y $1000\mu\text{m}$, que convencionalmente se divide en tres categorías por su tamaño picoplancton ($<2\mu\text{m}$), nanoplancton ($2-30\mu\text{m}$) y netplancton ($>30\mu\text{m}$) El zooplancton es la parte animal del plancton, representada en aguas continentales principalmente por protozoos (flagelados y ciliados, 10 a $3000\mu\text{m}$), rotíferos ($50\mu\text{m}$ a $2000\mu\text{m}$) y crustáceos (copépodos y cladóceros de $100\mu\text{m}$ a $10,000\mu\text{m}$), adicionalmente podemos considerar dentro de este grupo larvas de insectos y de peces (Lampert y Sommer, 1997).



El Phylum rotífera constituye un grupo de metazoos microscópicos, existen cerca de 2000 especies descritas entre sus tres clases Seisonidea, Bdelloidea y Monogononta, de las cuales sólo 50 especies son exclusivamente marinas (Nogrady, 1993). Su cuerpo siempre está formado por aproximadamente 1000 células por lo que sus sistemas y aparatos son absolutamente eutélicos. Dentro del Phylum podemos encontrar tanto especies que son libres nadadoras como especies sésiles y algunas otras coloniales (Barnes, 1980; Wallace y Snell, 1991).

Los rotíferos presentan una variación temporal o ciclomorfosis, que se refiere a cambios reversibles en su forma, estos cambios se observan en el tamaño de sus espinas y apéndices, que sufren estas variaciones debido a las condiciones del medio. Otro fenómeno típico en los rotíferos es el de criptobiosis, el cual se presenta cuando las condiciones del cuerpo de agua son adversas, las hembras producen machos para que tenga lugar la reproducción sexual y la formación de huevos de resistencia (Ruttner-Kolisko, 1974, Nogrady, 1993; Segers, 1993).

El cuerpo de los rotíferos es largo o saquiforme, relativamente cilíndrico, éste puede dividirse en tres partes principales: una corta región anterior (cabeza), un grueso tronco que integra la mayor parte del cuerpo y un pie terminal. Su cuerpo puede estar cubierto por una cutícula bien definida, que puede estar ornamentada de diversas formas. Esta cutícula es también llamada lórica, que si bien está presente en todos los organismos, debido a que en algunos está más desarrollada, se han conformado dos categorías, loricados e iloricados. Los organismos iloricados, si presentan una lórica pero que no está suficientemente desarrollada como en los organismos loricados (Barnes, 1989; Wallace y Snell, 1991). En general los rotíferos poseen dos características distintivas. En la parte apical (cabeza) hay una región ciliada llamada corona, la cual es utilizada tanto para la locomoción como para adquirir alimento, mediante la formación de corrientes de agua (Nogrady, 1993). La segunda característica universal presente en los rotíferos es una faringe muscular el "mastax", que posee varias piezas esclerotizadas llamadas "trophi", esta estructura posee una gran importancia taxonómica para la identificación y clasificación de familias, géneros y especies de rotíferos, ya que presenta modificaciones de acuerdo al modo de vida y a sus hábitos alimenticios. El trophi está conformado por un fulcrum impar al que se unen dos ramas laterales rami, juntas llamadas incus, y por el malleus formado por estructuras pareadas unci y manubrios (Segers, 1992).



De entre todas las formas intermedias o combinadas de trophi que existen, se reconocen siete tipos principales:

a) Maleado, fulcrum corto, rami más o menos puntiagudo, en un estrecho ángulo con el fulcrum, unci con placas anchas y de cuatro a siete dientes. Presente en la familia Brachionidae (Anexo 1 Fig.1a).

b) Maleoramado, fulcrum y manubrio relativamente pequeño. El unci es ancho, placas semicirculares con numerosos dientes. Típico de Flosculariidae y Bdelloidea (Anexo 1 Fig. 1b) (Segers, 1992).

c) Uncinado, unci consiste de dos a cinco bien desarrollados dientes, rami fuerte y las demás partes muy reducidas. En Collothecidae (Anexo 1 Fig. 1c).

d) Cardado, fulcrum ancho, manubrio con dos puntas. Comúnmente presente en la familia Lindiidae (Anexo 1 Fig. 1d).

e) Incudado, largo y curvado, el rami asemeja pinzas y con un fulcrum corto. Manubrios y unci reducidos. Presente en la familia Asplanchnidae (Anexo 1 Fig. 1e).

f) Forcipado, el rami forma largas pinzas usualmente armadas con dientes, unci con uno o más dientes. Manubrios largos y delgados. Familia Dicranophoridae (Anexo 1 Fig. 1f)

g) Virgado, fulcrum largo, manubrium también largo y en ocasiones asimétrico, unci ancho con pocos dientes de los cuales sólo uno está bien desarrollado. Típico en las familias Ascomorpha, Synchaeta, Gastropus y Trichocerca (Anexo 1 Fig. 1g¹ y g²).



La importancia ecológica de los rotíferos radica principalmente en que están presentes en cualquier cuerpo de agua, en musgos, ríos y estanques, además, tienen una reproducción muy rápida, así como una gran facilidad y rapidez para ocupar nichos que se encuentran vacantes. Por otro lado, los rotíferos convierten la producción primaria (algas, bacterias) en alimento para los consumidores secundarios como pueden ser larvas de moscos y larvas de peces (Nogrady, 1993). Tanto la importancia ecológica como sus aplicaciones están relacionadas con el ciclo de vida de los organismos.

El ciclo de vida de los rotíferos combina la partenogénesis con la reproducción sexual (Nogrady, 1993). La partenogénesis que disminuye la variabilidad genética de los individuos y hace que el crecimiento poblacional sea intenso, lo que beneficia su uso en trabajos ecotoxicológicos, en los que pueden ser probadas distintas sustancias que se pueden encontrar en los distintos cuerpos de agua como insecticidas, metales pesados y aceite (Snell y Janssen 1995). La reproducción sexual, por otro lado, genera huevos de resistencia, que pueden ser empleados para la formación de un banco de huevos de resistencia para su posterior estudio.

Debido a su diminuto tamaño y a la permeabilidad de su integumento hace que los rotíferos sean susceptibles a los cambios fisicoquímicos del sistema. Los rotíferos son afectados en sus abundancias por varios factores como el oxígeno disuelto, el pH y la temperatura. La mayor parte de las especies requieren concentraciones mínimas de 1mg l^{-1} para un buen desarrollo, aunque, existen especies que pueden vivir en regiones pobres de oxígeno. El pH también influye en la abundancia de los rotíferos incluso se distinguen especies típicas de aguas alcalinas, ácidas y especies (que son la mayoría) de transición, esto los hace capaces de ocupar nichos vacantes de forma oportunista por las condiciones ácidas o alcalinas de las aguas. Tanto el alimento como la temperatura son factores que afectan la abundancia de los rotíferos, así el nivel de eutrófia de un cuerpo de agua marca diferencias en las abundancias de los rotíferos. En general las densidades en los rotíferos son diferentes en cuerpos de agua oligotróficos (200 a 500 ind l^{-1}) y eutróficos (1000 a 2000 ind l^{-1}), también el porcentaje de los rotíferos en relación al resto del zooplankton varía de un 50% a un 80 a 90%. (Edmonson, 1965; Gulati, 1990; Ruttner-Kolisko, 1974).



La alimentación de los rotíferos es muy diversa, la mayoría de las especies se alimentan de bacterias, microalgas, flagelados y detritus, que toman a partir de la generación de corrientes de agua para introducir y después triturar con ayuda del trophi, en estos organismos por ejemplo de la familia Brachionidae la corona ciliar es utilizada para la locomoción y la alimentación. Para los rotíferos filtradores tanto las bacterias como el detritus forman parte importante de su dieta y la complementan sobre todo cuando los niveles de microalgas son menores en los cuerpos de agua (Edmonson, 1965; Ruttner-Kolisko, 1974). Otros rotíferos como los del género *Asplanchna* se alimentan de protozoarios, cladóceros pequeños como *Bosmina* e inclusive de otros rotíferos, por lo que se les considera depredadores, en este caso la corona ciliar se utiliza principalmente para la locomoción y el trophi para la captura de las presas. Algunos géneros como *Ascomorpha*, succionan el contenido plasmático de algunas algas grandes. Así pues, la alimentación de los rotíferos, pese a que es muy diversa, es uno de los parámetros que puede afectar fuertemente su densidad (Edmonson, 1965; Ruttner-Kolisko, 1974 y Sladeček, 1983).

La densidad es un parámetro que puede permitimos conocer el estado en que se encuentra la población, y relacionar dicha medida con diversos parámetros fisicoquímicos para entender mejor el comportamiento y los factores que afectan a estos organismos. Así como la densidad puede mostrarnos la estructura de la población, la diversidad es otro parámetro ecológico muy importante que debemos considerar (Magurran, 2004 y Ruttner-Kolisko, 1974).

La diversidad no sólo se compone de la riqueza de especies y de la abundancia relativa también involucra otros conceptos como heterogeneidad y uniformidad. La heterogeneidad se refiere precisamente a la abundancia de las especies en relación al número de especies presentes, es decir, a qué tan heterogénea es esta relación; el segundo concepto la uniformidad involucra la dominancia de las especies, qué tan uniformes son las abundancias de los organismos (Krebs, 1985; Magurran, 2004).



La heterogeneidad y la uniformidad interfieren fuertemente con la diversidad, ya que si hay una alta uniformidad la diversidad es mayor y por el contrario una uniformidad baja tiene como consecuencia una diversidad más baja, esta misma relación se presenta con la heterogeneidad (Krebs, 1983; Magurran, 2004). Por lo tanto, la diversidad a menudo refleja el nivel trófico de los cuerpos de agua. Por tal motivo, en sistemas eutróficos la diversidad puede ser menor que en sistemas oligotróficos, consecuencia de la fuerte dominancia de algunas especies (Margalef, 1983).

Es importante resaltar que los índices de diversidad surgieron y se han aplicado desde sus inicios, fundamentalmente en sistemas templados por lo que es de suma importancia la elaboración de trabajos en sistemas tropicales, no sólo por el desconocimiento de las especies que existen en ellos, también por la cantidad de especies presentes y por último, debido a los patrones que se presenten en estos sistemas que pueden variar de los conocidos en sistemas templados. Son varios los índices estadísticos que existen para determinar la diversidad de especies, pero dos de los más utilizados en el mundo son: 1) el índice de Shannon-Weiner, que está basado en la teoría de la información (lenguaje binario) y fundamentado en dos premisas, la primera es que los individuos están tomados al azar en una comunidad infinitamente grande y la segunda es que todas las especies están representadas en la muestra. 2) el otro índice más empleado para determinar la diversidad es el de Simpson, que fundamentalmente mide la probabilidad de que dos individuos tomados al azar de una comunidad infinitamente grande pertenezcan a la misma especie (Magurran, 2004).

Los rotíferos son buenos indicadores de la calidad del agua, debido a que presentan una rápida respuesta a los cambios del ambiente y por su excelente sensibilidad a los tóxicos. Específicamente estos organismos resultan muy buenos indicadores de condiciones saprobias, que pueden relacionarse con los distintos niveles tróficos en los cuerpos de agua. Del mismo modo, los rotíferos pueden ser muy buenos organismos para la realización de bioensayos (Sládeček, 1983).



II. JUSTIFICACIÓN

El estudio de los rotíferos en el lago de Xochimilco resulta de gran importancia debido a las implicaciones que tiene, en el conocimiento de las especies que componen la fauna de estos organismos en el lago. Este conocimiento, es necesario para el desarrollo de estrategias de recuperación del mismo, porque amplía el conocimiento de lo que ahí existe y la posibilidad de utilizarlo. Por otro lado, los rotíferos gracias a que son de buenos indicadores de la calidad del agua (Sládeček, 1983), ayudan a conocer la que presentan los canales y en su defecto contribuye con un primer paso para el desarrollo de catálogos de las especies que pueden ser indicadoras en cuerpos de agua mexicanos. La importancia de este estudio es también que aumenta el conocimiento que se tiene de los cuerpos de agua tropicales, y que dicho sea de paso, actualmente es muy limitado, en comparación con los grandes avances para los sistemas templados. Es bien sabido que para un mejor conocimiento de un lago es necesario la continuidad de los estudios que en él se realizan, por lo que este estudio busca dar continuidad a los realizados por otros autores en años anteriores. La continuidad de los estudios es importante sobre todo cuando se trabaja con organismos del zooplancton y es especial de sistemas tropicales ya que el comportamiento poblacional de estos organismos puede calificarse erróneamente como atípico, cuando se trata de patrones anuales que sólo se pueden analizar si los trabajos se realizan por periodos mayores a un año (Twombly, 1983). Los datos de organismos y de los parámetros fisicoquímicos que arroja este trabajo son útiles para el desarrollo de nuevos estudios tomando como base el presente. Finalmente cualquier plan para la introducción de especies exóticas, ya sea para alimentación u ornato, no puede soslayar la biota que habita en el sitio, los efectos y ventajas que representa su introducción, para lo cual, son importantes esfuerzos como el de este trabajo.



III. ANTECEDENTES

Después del descubrimiento del Phylum Rotifera por Anthony van Leeuwenhock, surgen en Europa los primeros trabajos que fueron principalmente taxonómicos realizados por diversos autores como Erenberg (1838), Gosse (1886), (1889) en el siglo XVIII (Nogrady, 1994; Pejler, 1998), en seguida se presentó un vertiginoso avance hasta llegar a los trabajos realizados por Ahlstrom (1940, 1943), que realizó una revisión de los géneros *Brachionus*, *Platyias* y *Keratella*. Si bien los trabajos sobre rotíferos en el mundo datan del siglo XVI, en México, son relativamente recientes. El inicio del estudio en México del Phylum Rotifera tuvo lugar en las décadas de los 30' y 40'. Uno de los primeros trabajos fue el de Sámano (1931, 1936), quien elaboró un listado de diez especies encontradas en los lagos de Xochimilco y Chapultepec y un pequeño listado de los rotíferos presentes en los depósitos de agua de Actopan, Hidalgo. Al siguiente año (1932) Ahlstrom, elaboró un listado de 62 especies de rotíferos en cuatro localidades. Después, en (1942) Osorio realizó una reseña de los trabajos sobre rotíferos, que hasta la fecha habían llevado a cabo otros autores y elaboró un listado de 122 taxas de rotíferos.

A partir de 1989 se han llevado a cabo casi una centena de trabajos en lagos mexicanos, iniciando con el que en ese mismo año realizaron Vilaclara y Sladeczek dentro y al rededor de la ciudad de México, describiendo 35 especies de rotíferos como indicadores de la calidad del agua, incluyendo una nueva especie *Collotheca riverai*. Rico-Martinez y Silva-Briano (1993) realizaron un estudio en 30 cuerpos de agua, de los cuales 12 son estanques, 10 presas, 6 lagos, 3 ríos y 2 lagos salobres, que se ubican en los estados de Guanajuato, Jalisco, Aguascalientes, Zacatecas, Tabasco, Michoacán, Colima y Sonora. Al final del estudio se reconocieron un total de 96 especies de las cuales 41 son nuevos registros para México. Un estudio realizado por Serranía Soto en 1996, en ocho cuerpos de agua dentro de las cuencas de los ríos Lerma y Pánuco, contribuyó también ampliamente al conocimiento de los rotíferos de México, al identificar un total de 96 especies de las cuales 26 se reportaron por primera vez para México. Uicab, Sabino (1998) realizó un estudio en tres cenotes del estado de Yucatán, tomando las muestras de zooplancton a distintas profundidades y registrando distintas variables fisicoquímicas en los sitios. Se determinó la densidad de las 27 especies encontradas en el estudio, la cual se relacionó con los parámetros fisicoquímicos obtenidos. La temperatura fue el parámetro que influyó más en la densidad de los rotíferos, resultando una relación



directamente proporcional entre ambas, no así con el pH que mostró una relación inversa por el rango de tolerancia de los organismos. En 1999 Silva-Briano y Adabache-O, estudiaron 104 localidades del estado de Aguascalientes, en diez de la cuales encuentran la especie *Keratella mexicana*, por lo que elaboraron la descripción de la especie y su distribución en el estado. En ese mismo año (1999), se ampliaron los estudios hacia el sureste del país donde Sarma y Elías- Gutiérrez realizan un estudio taxonómico en 12 localidades en el centro del estado de Quintana Roo, para cada una de las localidades consideraron cinco parámetros fisicoquímicos profundidad, transparencia, temperatura, oxígeno disuelto y pH. En los sitios muestreados encontraron 112 especies de rotíferos de las cuales 15 constituyen ampliaciones de ámbito hacia México, aumentando el número de especies conocidas para el país a 260.

Dentro de los estudios más recientes sobre rotíferos en cuerpos de agua de México, se encuentra el elaborado por Sarma y Elías-Gutiérrez (2000) en 4 estanques del Estado de México que se localizan a más de 2000msnm, tomaron algunas variables fisicoquímicas (profundidad, transparencia, temperatura, pH, conductividad y oxígeno disuelto), encontraron un total de 77 especies de las cuales 16 fueron nuevas para la fauna de México. Reportan como las especies más comunes en el estudio a *Keratella americana*, *K. cochlearis*, *K. tropica*, *Lecane pyriformis*, *L. quadridentata*, *Lepadella ovalis*, *L. patella* y *Platyas quadricornis*. Elías-Gutiérrez *et al.* (2001) analiza el estatus del conocimiento del Phylum Rotifera, menciona que el centro del país es la región más estudiada y que del 100% de las especies conocidas para México el 74% corresponde a especies cosmopolitas, el 5% son típicas de Norte-América, 2% especies de África y Asia y el 2% restante a especies Europeas. La abundancia y diversidad de rotíferos fue estudiada por Domínguez (2005) en el lago de Zumpango, tomando en cuenta variables fisicoquímicas. Reporta un total de 31 especies, siendo el género *Keratella* el más común y las especies *Polyarthra vulgaris*, *Brachionus havanaensis* y *Keratella cochlearis* las más abundantes durante el estudio. La diversidad registrada en el lago vario entre 0.4 y 3.1, los valores más altos se presentaron durante los meses de marzo y mayo. Serranía-Soto (2006) realizó un trabajo taxonómico exhaustivo en los cuerpos de agua de la región central de México, en los que encontró un total de 160 taxa y en el cual añade 5 nuevos registros para el país, *Keratella morenoi*; *Euchlanis meneta*; *Euchlanis pyriformis*; *Macrochaetus sericus* y *Dicranophorus hauerianus*. De las



cinco entidades estudiadas, (Estado de México, Tlaxcala, Hidalgo, Morelos y el Distrito Federal) las que mayor similitud y diversidad de especies presentan son Hidalgo, Estado de México y el Distrito Federal; a su vez resalta que los géneros *Brachionus*, *Lecane* y *Trichocerca* son los más comúnmente encontrados en el país.

Los trabajos sobre rotíferos en embalses mexicanos no son tan numerosos como los realizados en los distintos lagos del país. Granados y Álvarez (2003) estudiaron algunos embalses de la subcuenca del río Cuautla, en el estado de Morelos, donde reportan 16 especies, así como, una ampliación en el conocimiento de la distribución de la especie *Horaella thomassoni*. La densidad de rotíferos en sistemas dulce acuícolas creados por el hombre como los embalses, han sido abordados por Ramírez-García *et al.* (2002) en la presa de Valle de Bravo, durante un periodo anual. Reporta una riqueza de 26 especies de rotíferos de las cuales, seis especies se encontraron comúnmente durante el año de muestreo: *Keratella chochlearis*, *Polyarthra vulgaris*, *Trichocerca capucina*, *Trichocerca similis*, *Asplanchna priodonta* y *Synchaeta pectinata*, de entre éstas la más abundante fue *P. Vulgaris* que alcanzó las densidades máximas en este año, con 1000 ind⁻¹.

En el lago de Xochimilco se han llevado a cabo varios trabajos sobre la diversidad y riqueza específica de rotíferos. En el año 2003 tuvo lugar un estudio taxonómico en tres canales del lago de Xochimilco, realizado por Flores-Burgos *et al.*, en el que encontró un total de 54 especies y un nuevo registro para el país, *Brachionus durgae*, por lo que sugiere que un trabajo anual puede aumentar el número de especies encontradas. Enríquez (2004) realizó un estudio sobre la diversidad y densidad de rotíferos en el lago Huetzalin, que forma parte del complejo de canales de Xochimilco, en donde registró diversidades máximas de 3.5 bits ind⁻¹, la riqueza de especies fue de 40 especies y las variables fisicoquímicas fueron características de sistemas eutróficos. Nandini *et al.* (2005) estudió la diversidad de rotíferos en cuatro localidades del lago de Xochimilco durante un año. Destaca que los rotíferos son el grupo que domina sobre los cladóceros y copépodos del lago. Reporta una riqueza de 62 especies, de las que afirma, encontró de 25 a 30 especies en los diferentes sitios de muestreo



todos los meses que duró el estudio. Los valores de diversidad que se registró variaron entre 2 y 4 bits ind⁻¹ ésta variación de la abundancia fue explicada en mayor medida por una fuerte influencia de la DBO₅, nitratos y temperatura, *Polyarthra vulgaris* fue la especie que mostró la más alta densidad a lo largo del año.



IV. OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

Determinar la diversidad y densidad de rotíferos en cuatro canales del lago de Xochimilco (Laguna Xaltocan, Canal Texhuilo, Isla Tlilac, y Barrio San Lorenzo) y relacionarlos con los parámetros fisicoquímicos.

OBJETIVOS PARTICULARES

- ★ Realizar la identificación taxonómica de los rotíferos encontrados a lo largo del estudio, hasta nivel de especie

- ★ Establecer la diversidad y densidad de rotíferos en las cuatro estaciones establecidas.

- ★ Determinar los parámetros fisicoquímicos y relacionar con las especies de rotíferos presentes en los cuerpos de agua.



V. ÁREA DE ESTUDIO

El lago de Xochimilco está localizado al sureste de la ciudad de México, entre los 19° 08' Norte, 99° 00' Oeste y 19° 17' Norte, 99° 09' Oeste. El lago de Xochimilco es un conjunto de canales interconectados de entre 3 y 60m de ancho, islas y lagos, que cubre una superficie de 190ha. El agua que abastece el lago proviene de las plantas de tratamiento “Cerro de la estrella” y “San Luis”, así como de algunas deyecciones de la zona semirural que actualmente rodea el lago (Martínez-Arroyo y Jáuregui, 2001).

Xochimilco es el remanente de un antiguo lago que en tiempos de los aztecas estaba unido a los lagos de Chapultepec, Zumpango y Texcoco, y que en ese tiempo cubría una superficie de 125,000 ha. En este lago se desarrolló un tipo de cultivo que desde la época azteca prevalece hasta hoy en día, las “Chinampas” (Martínez-Arroyo y Jáuregui, 2001).

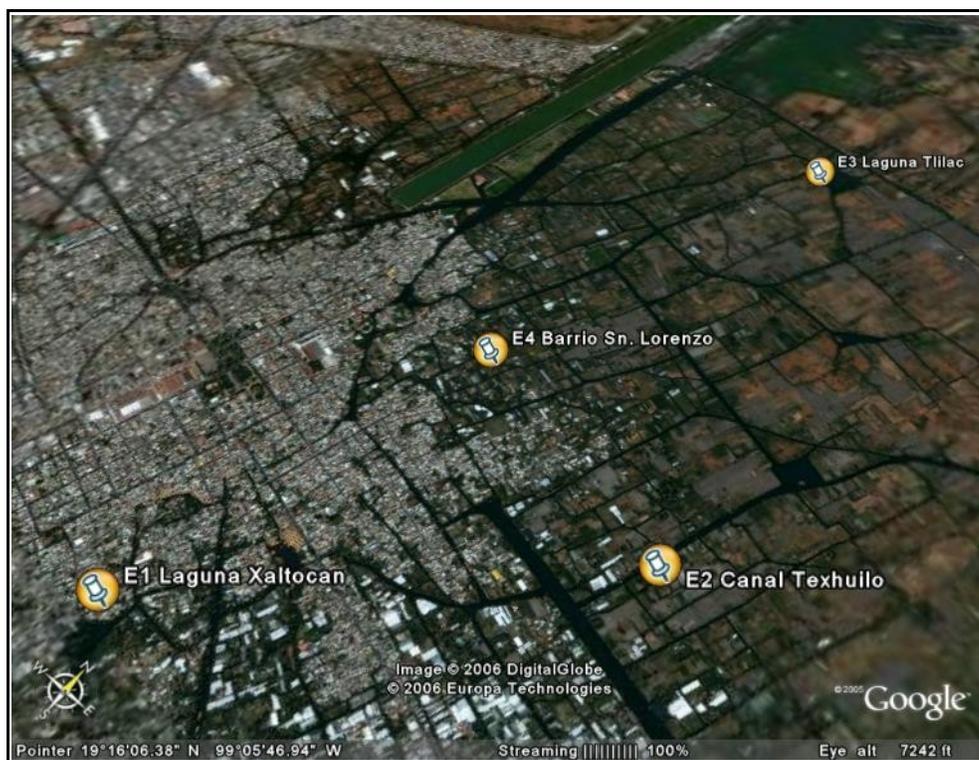


Figura 2. Ubicación geográfica de los cuatro sitios de muestreo.



El sitio 1 “Laguna Xaltocan” (19° 15’ 21”Norte y 99° 51’ 55.4”Oeste), esta expuesto a la perturbación turística debido a su cercanía con el embarcadero de trajineras “Nuevo Nativitas”. La estación 2 “Canal Texhuilo” (19° 16’ 0.84”Norte y 99° 05’ 18.5”Oeste) esta rodeada de zonas de siembra (chinampas). El sitio 3 “Laguna de Tlilac” (19° 05’ 36.4” Norte y 99° 05’ 36.4”Oeste) tiene un menor impacto del turismo, tiene una gran influencia de la agricultura. La estación 4 “Barrio San Lorenzo” (19° 16’ 58.6”Norte y 99° 05’ 41.2”Oeste) es la que presenta la mayor perturbación, al encontrarse a un costado de un establo y justo en medio de una zona semirural con deyecciones directas al lago.



Figura 3. Cuatro sitios de muestreo de izquierda a derecha Laguna Xaltocan, Canal Texhuilo, Isla de Tlilac y Barrio San Lorenzo



VI. MATERIALES Y MÉTODOS

FASE DE CAMPO

Los muestreos se realizaron mensualmente a partir de febrero de 2005 y finalizando en enero 2006, en cuatro estaciones del lago de Xochimilco, “Laguna Xaltocan”, “Canal Texhuilo”, “Isla de Tlilac” y “Barrio San Lorenzo”. En cada uno de los sitios fueron colectados las muestras de zooplancton y evaluado los parámetros fisicoquímicos.

ZOOPLANCTON

Las muestras de rotíferos fueron colectadas mediante el filtrado de 80 L de agua a través de una malla de 50 μ . El agua fue tomada de los primeros 30cm de la columna de agua. La muestra fue concentrada a un volumen final de 250ml y posteriormente fijada con formalina hasta llegar al 4% (Nogrady, 1993). Las muestras se trasladaron al laboratorio para su posterior análisis.

PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS Y NUTRIENTES

En cada una de las estaciones se obtuvieron los parámetros fisicoquímicos que a continuación se presentan. Los parámetros determinados *in situ* fueron profundidad con sondaleza, temperatura con termómetro de mercurio, transparencia con disco de Secchi. Conductividad (K_{25}) con YSI modelo 85-D, pH con potenciómetro digital Hanna (pH 212). Los demás parámetros se midieron en laboratorio para lo cual se tomo una muestra conforme a la técnica sugerida por el Standard Methods (APHA, 1992), los parámetros fueron alcalinidad, dureza total, Fósforo Reactivo Disuelto (FRD), fósforo total, nitrógeno en forma de NO_3 y NO_2 y por último clorofila “a”. Alcalinidad total por titulación con ácido sulfúrico 0.02N , dureza total con el método de titulométrico EDTA, Fósforo Reactivo Disuelto (FRD) y



fósforo total por el método de cloruro estanoso. El nitrógeno en forma de NO_3 y NO_2 se midieron con un analizador de ión específico modelo 37151 marca Termo Orion y con los electrodos 97-07, 90-02 y 93-46, 90-01 respectivamente, la clorofila "a" por medio del método de extracción por acetona 90%. El oxígeno disuelto y la Demanda Biológica de Oxígeno al quinto día (DBO_5) también se midieron en el laboratorio. El oxígeno disuelto y DBO_5 por titulación método iodométrico azida (APHA, 1989) (ANEXO 1).

FASE DE LABORATORIO

Los rotíferos se identificaron hasta nivel de especie tomando en cuenta sus características morfológicas. Para la correcta identificación de los organismos se tomaron en cuenta varios criterios. Primero si el organismo presenta lórica, debido a que algunos de los organismos que no presentan lórica deben ser observados vivos para poder notar sus características de importancia taxonómica. Para los rotíferos que presentan una lórica es importante observar las ornamentaciones de la misma, así como la forma y número de las espinas anteriores y posteriores que posee el organismo. En algunos casos tanto los organismos iloricados como los que poseen lórica, deben disolverse para observar el trophi mediante la adición de hipoclorito de sodio. En estos casos es necesario dibujar la estructura (trophi) y poner especial atención en ciertas partes que lo componen, como el fulcrum, el manubrio, el rami, etc., tomando en cuenta que para cada uno de los géneros las estructuras de importancia varían, por lo que es preferible realizar dibujos detallados de las distintas estructuras, en distintos ángulos que permitan la correcta identificación del individuo. Finalmente, habiendo hecho lo anterior, se procedió a determinar hasta especie a los distintos individuos mediante el uso de claves especializadas (Koste, 1978) (Segers, 1995).



La abundancia de los rotíferos fue determinada mediante el conteo de tres alícuotas de 1ml en una cámara de conteo Sedgewick-Rafter, en un microscopio óptico. Se utilizó la fórmula propuesta por Sladeček (1983) que propone un coeficiente del número de especies del género *Brachionus* (típico de aguas eutróficas) entre el número de especies del género *Trichocerca* (asociado con aguas oligotróficas); por lo que un resultado por arriba de 2 representa que el cuerpo de agua es eutrófico.

$$Q_{B/T} = \frac{\text{Número de especies } Brachionus}{\text{Número de especies } Trichocerca}$$

La diversidad de los rotíferos se calculó mediante el uso de el índice de diversidad de Shannon-Wiener con el programa incluido en el libro *Ecological Methodology* de Krebs (1989). Mediante la siguiente fórmula :

$$H' = -\sum_{i=1}^n (p_i \log p_i)$$

Donde:

H' = Información contenida en la muestra (bits/individuo) = Índice de diversidad de especies

p_i = proporción de la especie i



VII. RESULTADOS

DETERMINACIÓN TAXONÓMICA Y DENSIDAD

Se determinaron un total de 79 especies de rotíferos pertenecientes a 25 géneros y 17 familias. Las familias más dominantes fueron Lecanidae con un total de 18 especies seguida por la familia Brachionidae, de la cual se identificaron 16 especies (tabla 1). Las especies más comunes durante el periodo de estudio fueron *Brachionus budapestinensis*, *B. calyciflorus*, *B. havanaensis*, *Keratella cochlearis*, *Keratella tropica* y *Polyarthra vulgaris*. Las especies raras encontradas en los diferentes sitios de muestreo a lo largo del año como *Brachionus durgae*, *Mytilina mucronata*, *Lecane aegania*, *L. tenuiseta*, *Trichocerca ruttneri* y *Filinia cornuta*, se presentaron sólo en dos meses durante el año que duró el estudio y en densidades bajas menores a los 10 ind l⁻¹. El coeficiente de Sladeček indica que si se obtiene un valor menor de 1 se trata de un sistema oligotrófico, si el resultado esta entre 1 y 2 es mesotrófico y los resultados mayores a 2 eutrófico, por lo que al aplicarlo en todos los sitios en distintas épocas del año el coeficiente indica que Xochimilco es un sistema eutrófico.



Tabla 1. Riqueza de especies general, registrada en los cuatro sitios de lago de Xochimilco durante un periodo anual.

<p>Rotifera</p> <p>Familia: Epiphaniidae</p> <p><i>Epiphanes macrorus</i> (Barrois & Daday, 1804)</p> <p><i>Proalides subtilis</i> (Rodewald, 1940)</p> <p>Familia: Brachionidae</p> <p><i>Brachionus angularis</i> (Gosse, 1851)</p> <p><i>B. bidentatus</i> Anderson, 1889</p> <p><i>B. budapestinensis</i> (Daday, 1885)</p> <p><i>B. calyciflorus</i> Pallas, 1766</p> <p><i>B. caudatus</i> Barrois & Daday 1894</p> <p><i>B. durgae</i> Dhanapathi, 1978</p> <p><i>B. havanaensis</i> Rousselet, 1911</p> <p><i>B. patulus</i> (Müller, 1786)</p> <p><i>B. plicatilis</i> (Müller, 1786)</p> <p><i>B. quadridentatus</i> (Hermann, 1783)</p> <p><i>B. urceolaris</i> (Müller, 1786)</p> <p><i>Keratella americana</i> Carlin, 1943</p> <p><i>K. cochlearis</i> (Gosse, 1851)</p> <p><i>K. tropica</i> (Apstein, 1907)</p> <p><i>Platyias leulopi</i> (Guillard, 1947)</p> <p><i>P. quadricornis</i> (Ehrenberg, 1823)</p> <p>Familia : Euchlanidae</p> <p><i>Dipleuchlanis propatula</i> (Gosse, 1886)</p> <p><i>Euchlanis dilatata</i> Ehrenberg, 1832</p> <p><i>E. pyriformis</i> Gosse, 1951</p> <p>Family : Mytilinidae</p> <p><i>Mytilina bisulcata</i> (Lucks, 1912)</p> <p><i>M. mucronata</i> (Müller 1773)</p> <p>Family : Colurellidae</p> <p><i>Colurella obtusa</i> (Gosse, 1886)</p> <p><i>C. adriatica</i> (Ehrenberg, 1831)</p> <p><i>Lepadella ovalis</i> (Muller, 1876)</p> <p><i>L. patella</i> (Müller, 1876)</p> <p><i>L. rhomboides</i> (Gosse, 1886)</p> <p>Family : Lecanidae</p> <p><i>Lecane aculeata</i> (Jakubski, 1912)</p>	<p><i>L. aegania</i> Harring, 1914</p> <p><i>L. bulla</i> (Gosse, 1851)</p> <p><i>L. closterocerca</i> (Schmarda, 1859)</p> <p><i>L. cornuta</i> (Müller, 1786)</p> <p><i>L. crepida</i> Harring, 1914</p> <p><i>L. curvicornis</i> (Murray, 1913)</p> <p><i>L. decipiens</i> (Murray, 1913)</p> <p><i>L. hamata</i> (Stokes, 1896)</p> <p><i>L. hastata</i> (Murray, 1913)</p> <p><i>L. Inermis</i> (Bryce, 1892)</p> <p><i>L. luna</i> (Müller, 1776)</p> <p><i>L. lunaris</i> (Ehrenberg, 1862)</p> <p><i>L. nana</i> (Murray 1913)</p> <p><i>L. pyriformis</i> (Daday, 1905)</p> <p><i>L. unguitata</i> (Fadeev, 1925)</p> <p><i>L. sp1</i></p> <p><i>L. sp2</i></p> <p>Familia: Proalidae</p> <p><i>Proales fallaciosa</i> Wulfert, 1937</p> <p>Familia: Notommatidae</p> <p><i>Cephalodella catellina</i> (Müller, 1786)</p> <p><i>C. forficula</i> (Ehrenberg, 1832)</p> <p><i>C. gibba</i> (Ehrenberg, 1838)</p> <p><i>C. ventripes</i> Dixon-Nuttall, 1901</p> <p><i>Eosphora thoides</i> Wulfert, 1935</p> <p><i>Notomata glyphura</i> Wulfert, 1935</p> <p>Familia: Trichocercidae</p> <p><i>Trichocerca capucina</i> (Wierzejski & Zacharias)</p> <p><i>T. cylindrica</i> (Imhoff, 1891)</p> <p><i>T. dixonnutalli</i> Jennings, 1903</p> <p><i>T. elongata</i> (Gosse, 1851)</p> <p><i>T. pusilla</i> (Laterbourn, 1898)</p> <p><i>T. rattus</i> (Müller, 1953)</p> <p><i>T. ruttneri</i> (Donner, 1953)</p>	<p><i>T. similis</i> (Wierzejski, 1893)</p> <p><i>T. vernalis</i> Hauer, 1936</p> <p>Family : Synchaetidae</p> <p><i>Polyarthra dolichoptera</i> Idelson, 1925</p> <p><i>P. vulgaris</i> Carlin, 1943</p> <p><i>Synchaeta pectinata</i> Ehrenberg, 1832</p> <p>Family : Asplanchnidae</p> <p><i>Asplanchna brightwelli</i> (Gosse, 1850)</p> <p><i>A. girodi</i> (De Guerne, 1888)</p> <p><i>A. sieboldi</i> (Leydig, 1854)</p> <p>Family : Dicranophoridae</p> <p><i>Dicranophorus forcipatus</i> (Müller, 1786)</p> <p>Family: Testudinellidae</p> <p><i>Testudinella mucronata</i> (Gosse, 1886)</p> <p><i>T. patina</i> (Hermann, 1783)</p> <p>Family: Conochilidae</p> <p><i>Conochilus unicornis</i> Rousselet, 1892</p> <p>Family: Hexarthridae</p> <p><i>Hexarthra intermedia</i> Wiszniewski, 1929</p> <p><i>Hexarthra mira</i> (Hudson, 1871)</p> <p>Family: Filinidae</p> <p><i>Filinia cornuta</i> (Weisse, 1847)</p> <p><i>F. longiseta</i> (Ehrenberg, 1834)</p> <p><i>F. opoliensis</i> (Zacharias, 1898)</p> <p><i>F. terminalis</i> (Plate, 1886)</p> <p>Family: Collothecidae</p> <p><i>Collothecha sp.</i></p>
---	---	---

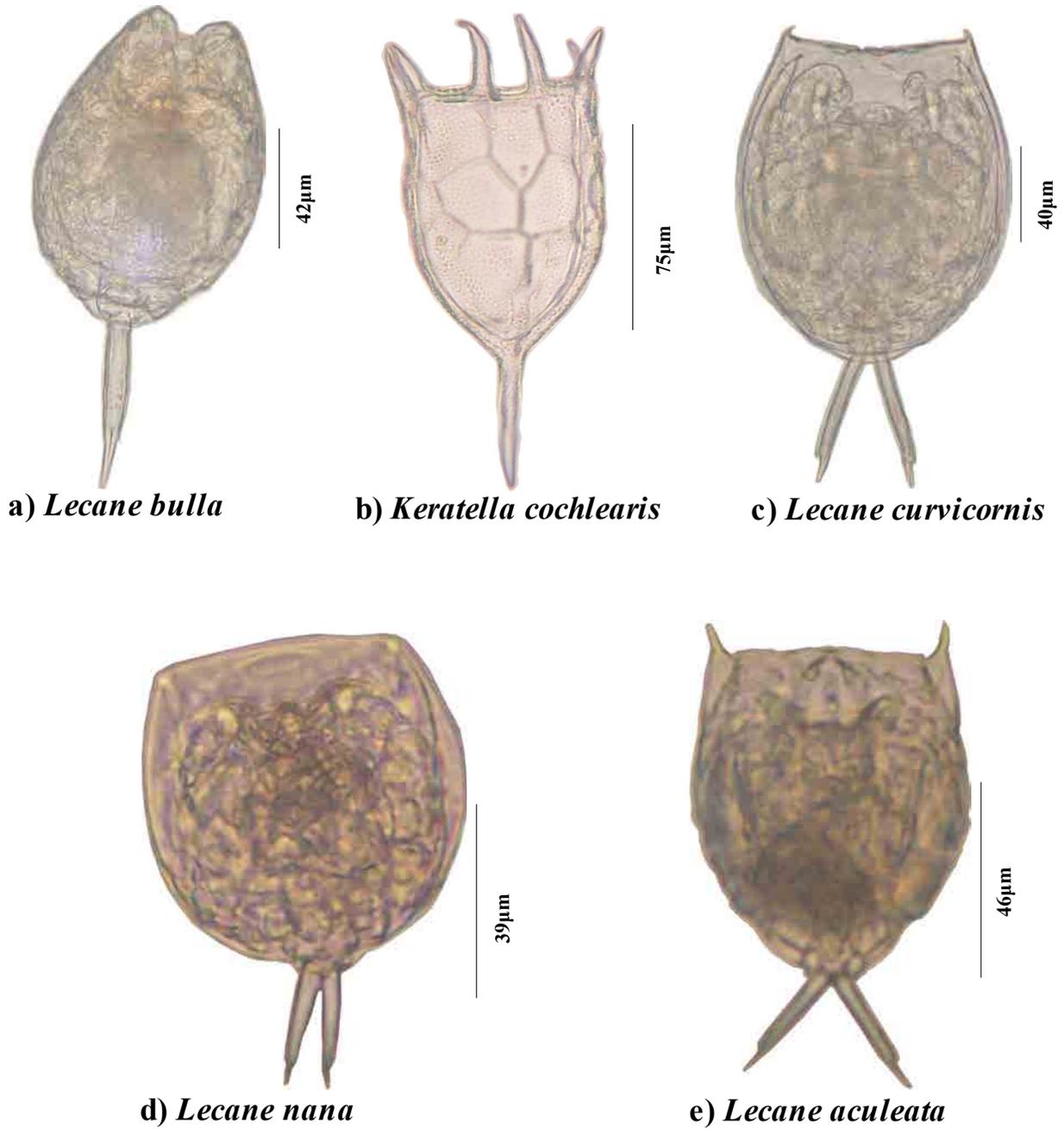
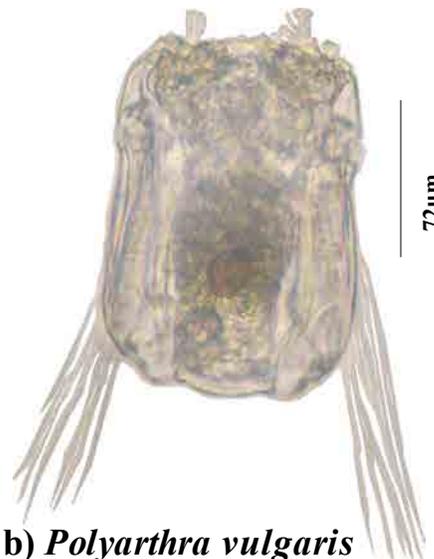


Fig. 4. Microfotografías de microscopio óptico, donde se muestran hembras de distintas especies colectadas durante el periodo de estudio en el lago de Xochimilco.



a) *Testudinella mucronata*



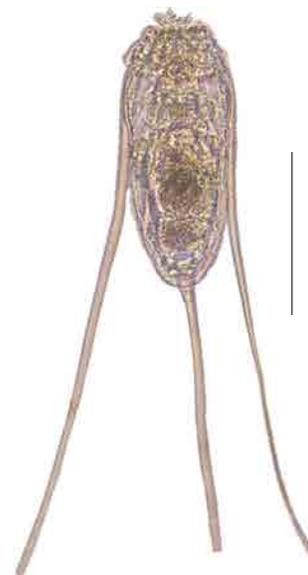
b) *Polyarthra vulgaris*



c) *Trichocerca similis*



d) *Filinia cornuta*



e) *Filinia longiseta*

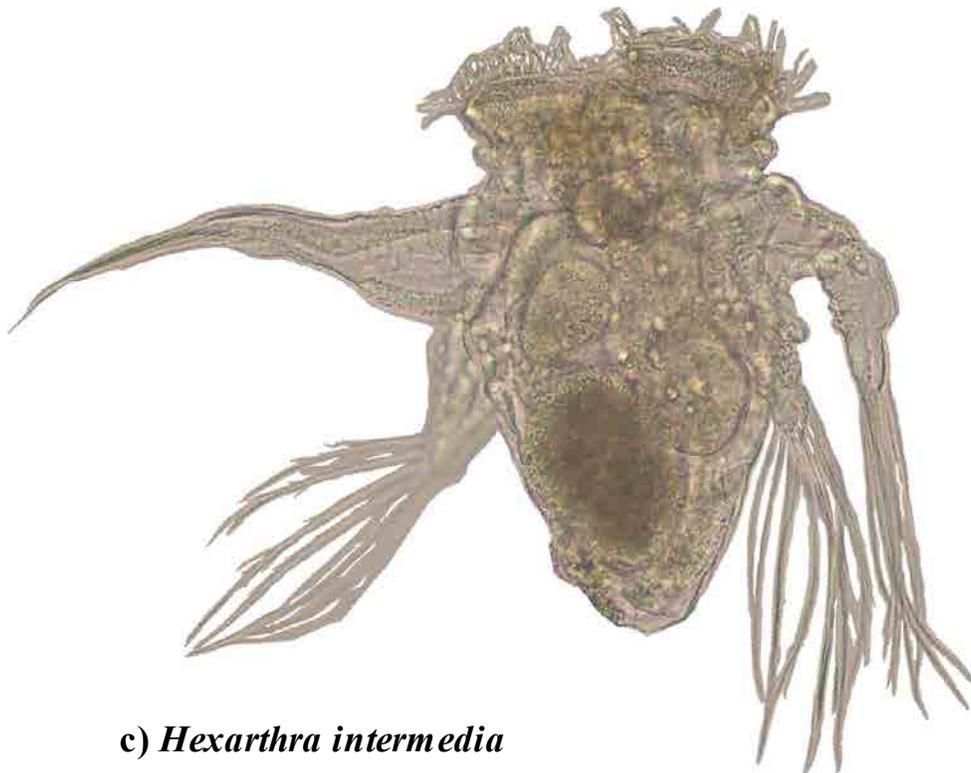
Fig. 5. Microfotografías de microscopio óptico, donde se muestran hembras de distintas especies colectadas durante el periodo de estudio en el lago de Xochimilco.



a) *Brachionus durgae*



b) *Brachionus quadridentatus*



c) *Hexarthra intermedia*

Fig 6. Microfotografías de microscopio óptico, donde se muestran hembras de distintas especies colectadas durante el periodo de estudio en el lago de Xochimilco.



La mayor parte de las especies registradas en el estudio se encontraron en más de dos sitios de muestreo, sólo el 6% de ellas se localizaron únicamente en un sitio de muestreo. Así mismo, en la tabla 2, destaca el hecho de que en el sitio 4 se encontró el 86% de la riqueza total de especies. De las dos familias mas abundantes en el estudio, mientras que la mayoría de los miembros de la familia Brachionidae se observaron en los cuatro sitios de muestreo, las especies pertenecientes a la familia Lecanidae se presentaron únicamente en dos o tres estaciones, siendo el sitio cuatro en el que se registraron la mayoría de ellas.

Tabla 2. Riqueza de especies presente en los cuatro sitios de muestreo.

Especies	Sitio 1 Xaltocan	Sitio 2 Texhuilo	Sitio 3 Isla Tlilac	Sitio 4 B. Sn.Lorenzo
<i>Epiphanes macrourus</i>			X	X
<i>Proalides subtilis</i>			X	X
<i>Brachionus angularis</i>	X	X	X	X
<i>B. bidentatus</i>	X	X	X	X
<i>B. budapestinensis</i>	X	X	X	X
<i>B. calyciflorus</i>	X	X	X	X
<i>B. caudatus</i>	X	X	X	X
<i>B. durgae</i>	X	X	X	X
<i>B. havanaensis</i>	X	X	X	X
<i>B. patulus</i>	X	X	X	X
<i>B. plicatilis</i>		X		X
<i>B. quadridentatus</i>	X	X	X	X
<i>B. urceolaris</i>	X	X	X	
<i>Keratella americana</i>	X	X	X	X
<i>K. cochlearis</i>	X	X	X	X
<i>K. tropica</i>	X	X	X	X
<i>Platygaster leulopi</i>	X	X	X	X



<i>P. quadricornis</i>	X	X	X	X
<i>Dipleuchlanis propatula</i>	X			X
<i>Euclanis dilatata</i>	X	X		X
<i>E. pyriformis</i>			X	X
<i>Mytilina bisulcata</i>	X	X		X
<i>M. mucronata</i>	X	X		
<i>Colurella obtusa</i>	X	X	X	X
<i>C. adriatica</i>			X	X
<i>Lepadella ovalis</i>	X	X	X	X
<i>L. patella</i>	X	X	X	X
<i>L. rhomboides</i>	X			X
<i>Lecane aculeata</i>				X
<i>L. aegania</i>	X		X	
<i>L. bulla</i>	X	X	X	X
<i>L. closterocerca</i>	X	X	X	X
<i>L. cornuta</i>				X
<i>L. crepida</i>			X	X
<i>L. curvicornis</i>	X	X	X	X
<i>L. decipiens</i>	X			
<i>L. hamata</i>	X			X
<i>L. hastata</i>			X	X
<i>L. inermis</i>			X	X
<i>L. luna</i>	X	X		X
<i>L. lunaris</i>	X	X	X	X
<i>L. nana</i>	X		X	
<i>L. pyriformis</i>	X	X		
<i>L. unguitata</i>		X	X	
<i>L. sp1</i>			X	X
<i>L. sp2</i>			X	X
<i>Proales fallaciosa</i>	X	X		X
<i>Cephalodella catellina</i>	X	X	X	X
<i>C. forficula</i>				X



<i>C. gibba</i>	X	X	X	X
<i>C. ventripes</i>				X
<i>Eosphora thoides</i>			X	X
<i>Notomata glyphura</i>			X	X
<i>Trichocerca capucina</i>	X	X	X	X
<i>T. cylindrica</i>	X	X		X
<i>T. dixonnuttalli</i>	X	X	X	X
<i>T. elongata</i>	X	X		X
<i>T. pusilla</i>	X	X	X	X
<i>T. rattus</i>	X	X	X	
<i>T. ruttneri</i>				X
<i>T. similis</i>	X	X	X	X
<i>T. vernalis</i>	X			X
<i>Polyarthra dolicoptera</i>	X	X	X	X
<i>P. vulgaris</i>	X	X	X	X
<i>Synchaeta pectinata</i>	X	X	X	X
<i>Asplanchna brightwelli</i>	X	X	X	X
<i>A. girodi</i>	X	X	X	X
<i>A. sieboldi</i>	X	X	X	X
<i>Dicranoforus forcipatus</i>	X		X	X
<i>Testudinella mucronata</i>		X	X	
<i>T. patina</i>	X	X	X	X
<i>Conochilus unicornis</i>			X	X
<i>Hexarthra intermedia</i>	X	X	X	X
<i>H. mira</i>	X	X		X
<i>Filinia cornuta</i>	X	X	X	X
<i>F. longiseta</i>	X	X	X	X
<i>F. opoliensis</i>	X		X	X
<i>F. terminalis</i>	X	X	X	X
<i>Collotheca sp</i>	X			



Las especies más abundantes a lo largo del año fueron *P. vulgaris* con abundancias máximas de 2241 y 2015 ind l⁻¹ en los meses de febrero y septiembre respectivamente, seguida por *K. cochlearis* con abundancias de 1351 ind l⁻¹ en el mes de marzo y 1056 ind l⁻¹ en el mes de abril, la tercera especie más abundante fue *B. calyciflorus* que mostró picos máximos de 981 y 712 ind l⁻¹ en primavera e invierno. *K. tropica*, y *B. havanaensis* y *P. vulgaris* fueron las especies que presentaron una mayor constancia en su densidad en los distintos sitios de muestreo durante el estudio. En el mes de diciembre en la estación número tres *B. budapestinensis* registró la abundancia más alta de todas las especies de rotíferos encontradas de 27,833 ind l⁻¹ (Fig. 1). Durante el estudio se observaron tres especies depredadoras del género *Asplanchna*, *A. brighwelli*, *A. girodi* y *A. sieboldi*, de las cuales la primera fue la más abundante. Se aplicó el coeficiente de Sladeček obteniendo valores por encima de 2, en la mayor parte de las estaciones y los meses, lo que indica que Xochimilco es un cuerpo de agua eutrófico.

DIVERSIDAD

La diversidad de rotíferos determinada con el índice de Shannon-Wiener varió entre 0.5 y 3.8 durante la realización del estudio. Los valores máximos de diversidad se observaron en los meses de mayo y el periodo de agosto a octubre, mientras que la menor diversidad se presentó durante el invierno en los meses de diciembre a febrero. El sitio 4 presentó el valor más alto de diversidad 3.8 en el mes de septiembre y el segundo más alto del estudio en el mes de mayo. A lo largo de la investigación la estación 3 tuvo los valores con una variación menor entre los distintos meses, así como, el valor más bajo registrado en el estudio 0.5 en el mes de diciembre.

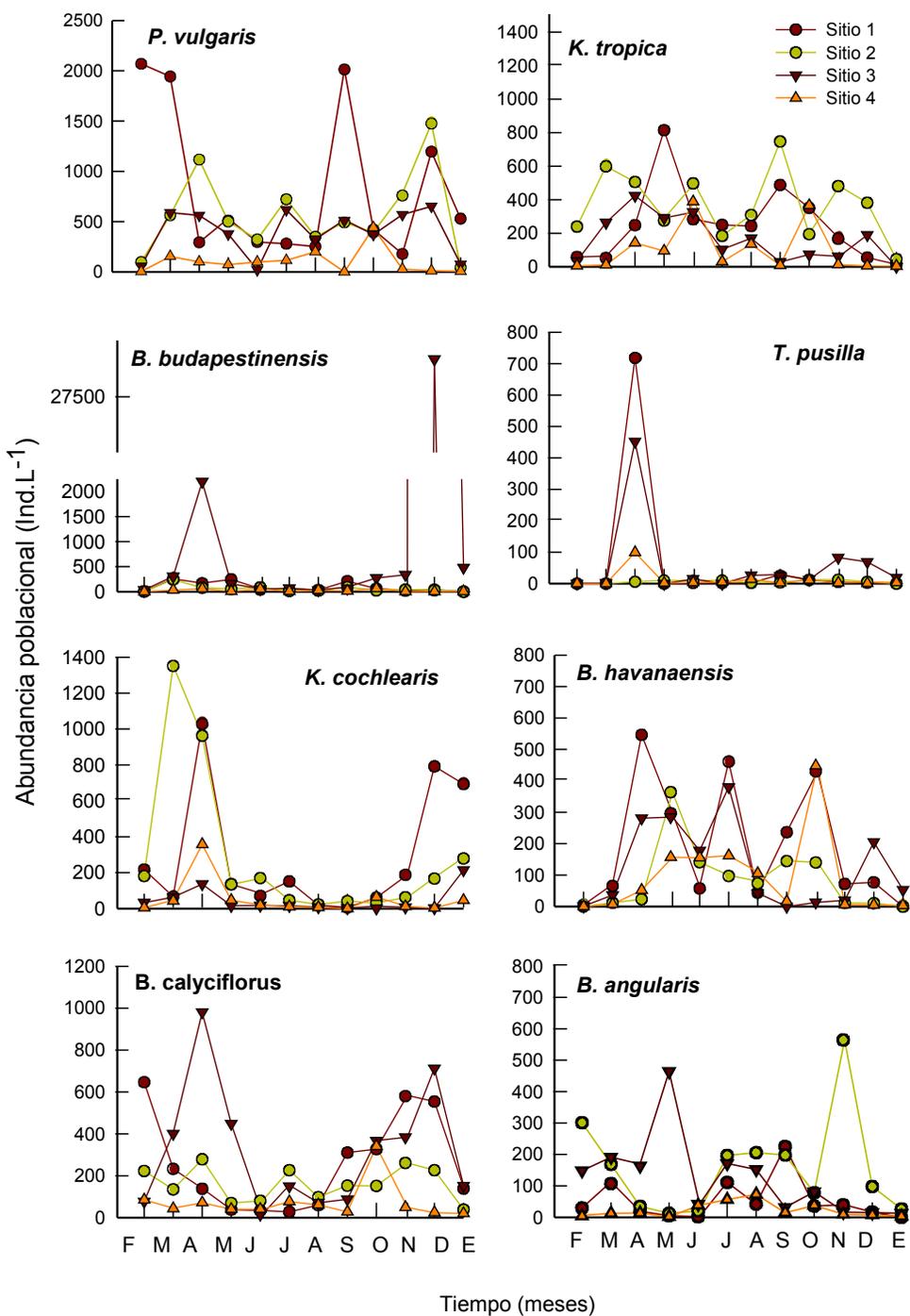


Figura 7. Variaciones en la abundancia de rotíferos durante el periodo de estudio en los cuatro sitios de muestreo.

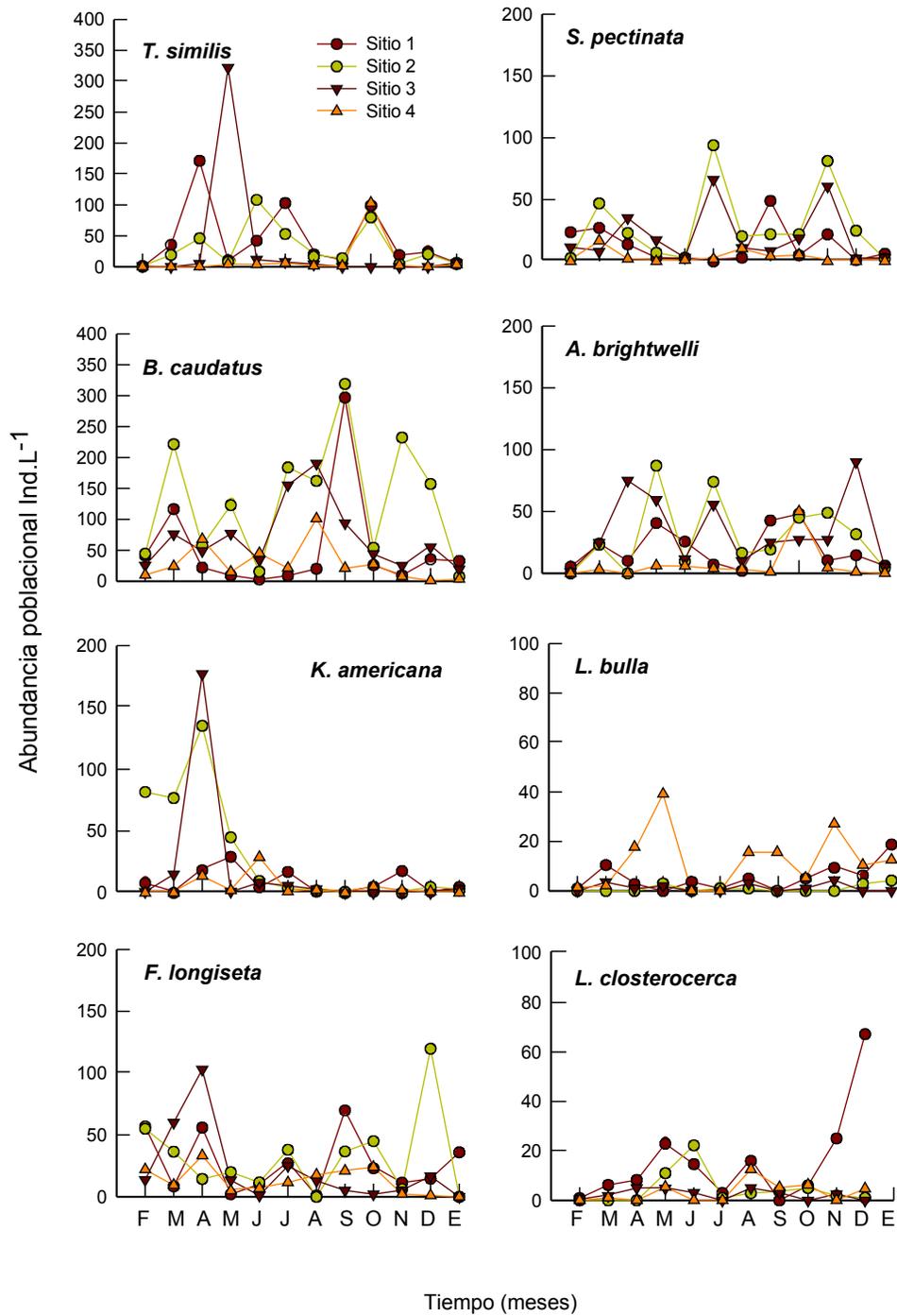


Figura 8. Variaciones en la abundancia de rotíferos durante el periodo de estudio en los 4 sitios de muestreo.

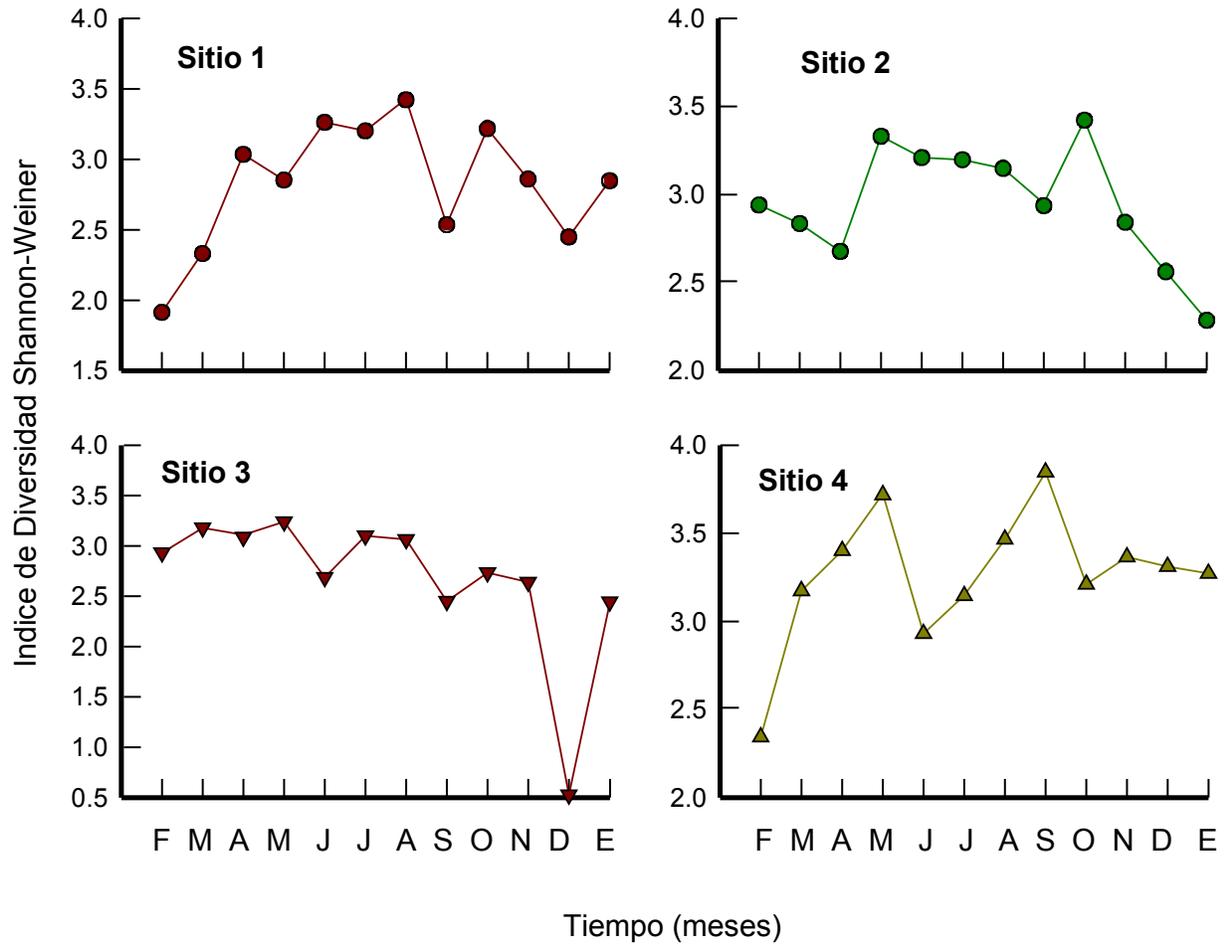


Figura 9. Muestra las variaciones mensuales en la diversidad de rotíferos, en los cuatro sitios de muestreo.



PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS

La profundidad de los sitios de muestreo varió entre 0,5 y 1,5m. En el sitio 2 se observó la profundidad máxima de todo el estudio, la cual ocurrió durante el mes de septiembre, mientras que la profundidad mínima tuvo lugar en el sitio 3 en el mes de junio. Las temperaturas registradas oscilaron entre los 15 y 28°C en las estaciones 2, 3 y 4 presentándose una variación en el sitio 1 donde las temperaturas fueron de 16 °C en el mes de enero y 31°C en el mes de abril. A lo largo del año en que se realizó el estudio la conductividad mostró variaciones entre 0.3 y 1.1 ms cm⁻¹, en cada uno de los meses la variación entre las diferentes estaciones no fue mayor de 0.26 unidades excepto en el mes de junio que fue de hasta 0.44 unidades entre el valor obtenido en la estación 3 y el registrado en la estación 4 que resultó ser el más bajo de todo el estudio, los valores máximos de conductividad tuvieron lugar en el mes de octubre en todas las estaciones. El pH varió entre 7 y 12 a lo largo del año y en las distintas estaciones, donde los valores bajos de pH se presentaron durante la época de secas y los más altos (básicos) en la época de lluvias. La alcalinidad se registró a partir del mes de marzo y hasta finalizar el estudio, los valores de alcalinidad total obtenidos en los distintos sitios, mostraron variaciones entre 161 y 750mg l⁻¹ CaCO₃. La alcalinidad a la fenoftaleína tuvo un mínimo de 24 y un máximo de 156 mg L⁻¹ CaCO₃, la mayor parte de los meses en este parámetro registraron 0mg L⁻¹ CaCO₃. La dureza promedio en las distintas estaciones fue de 760mg L⁻¹ CaCO₃ los valores más altos se registraron en el mes de diciembre y los más bajos en el mes de julio.

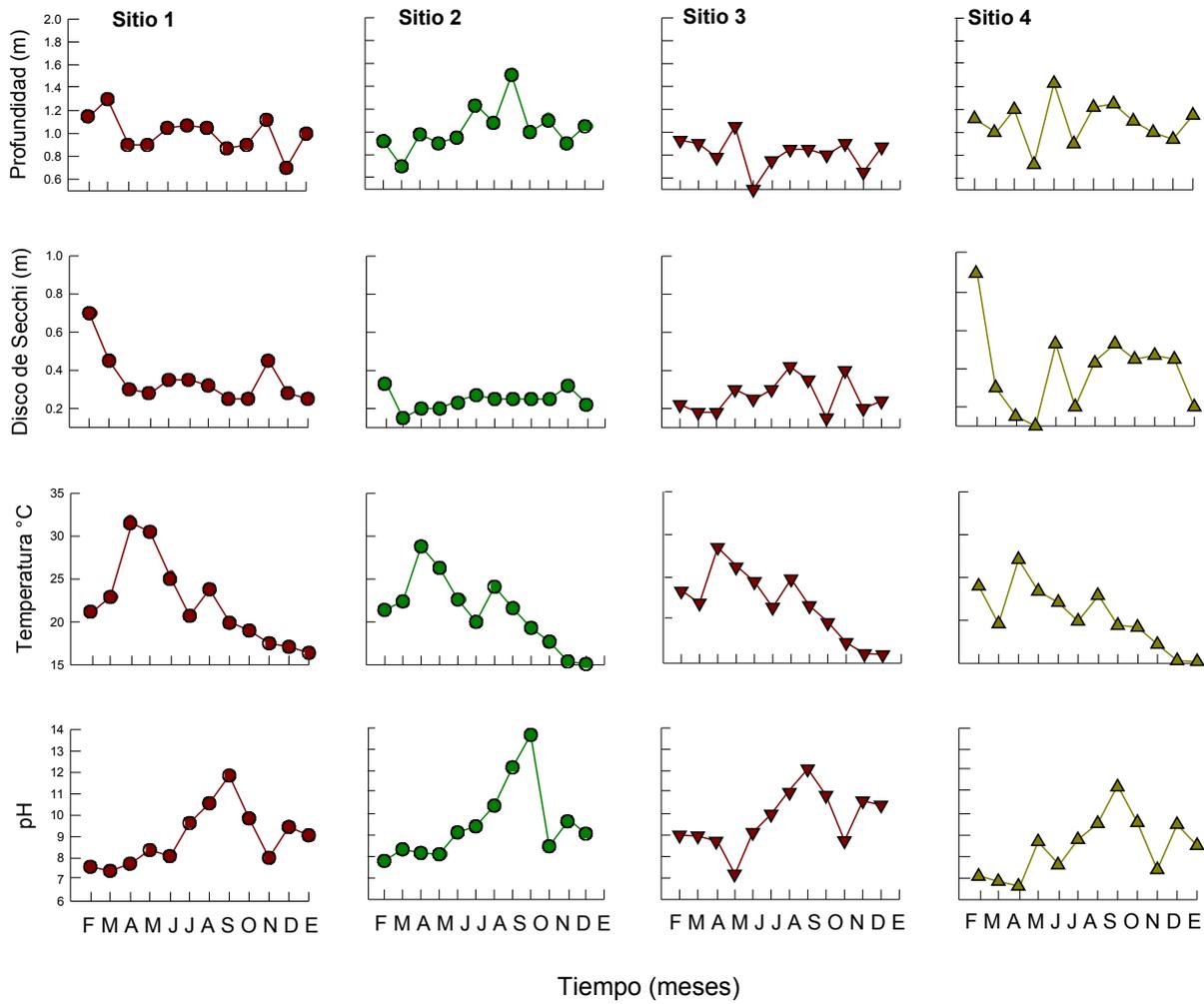


Figura 10. Profundidad, transparencia, temperatura y pH de las estaciones durante el periodo de estudio.

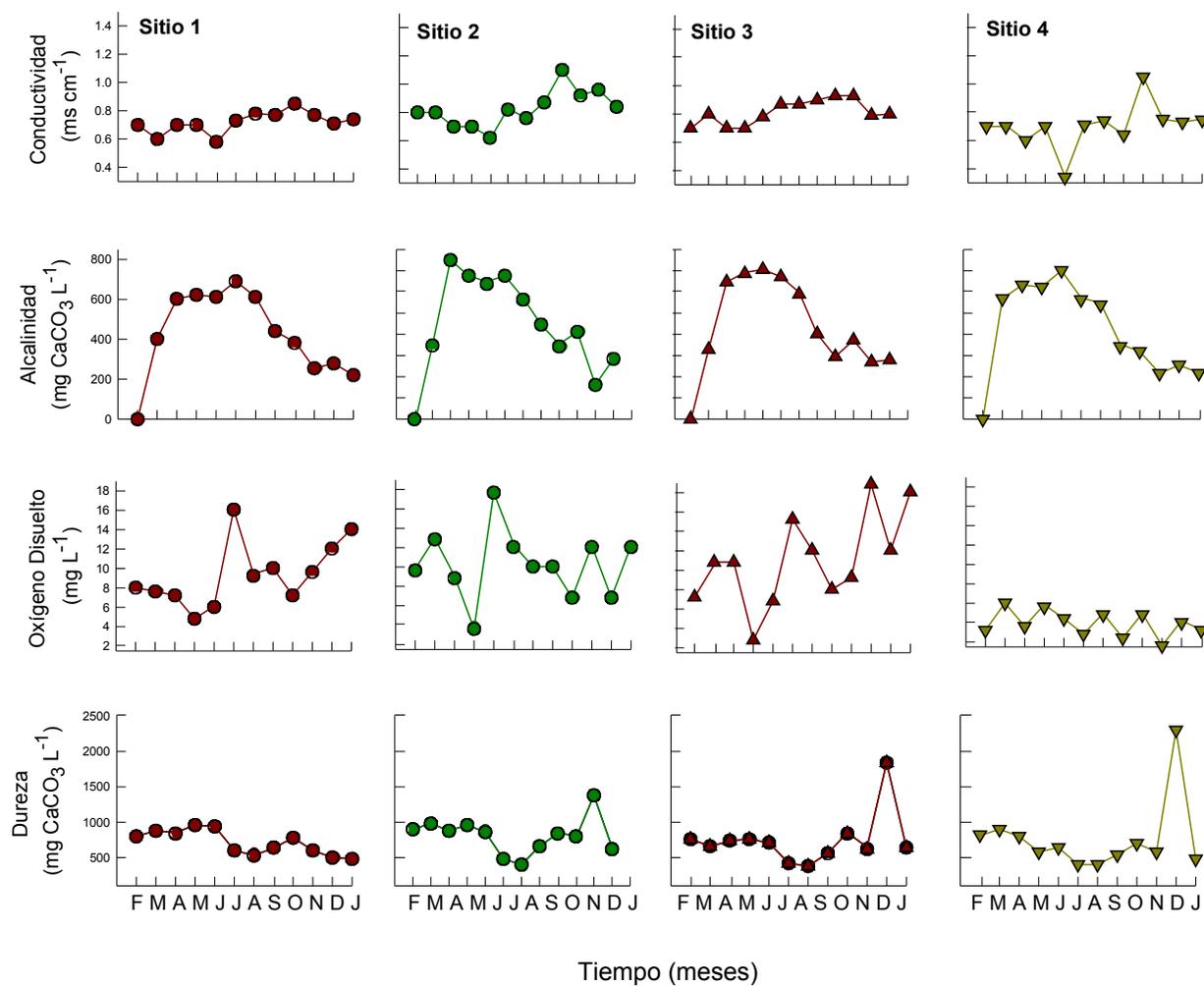


Figura 11. Parámetros fisicoquímicos registrados en los sitios de muestreo del lago de Xochimilco.



El Fósforo Reactivo Disuelto (FRD) varió entre 0.5 y 0.7 mg L⁻¹ a lo largo del año en los diferentes sitios de muestreo. En general podemos decir que el FRD presentó sus valores más altos durante los meses cálidos mientras que en la época de lluvias o posterior a ésta, el sistema tuvo las concentraciones más bajas de FRD. La concentración máxima de FRD se presentó en el sitio 3 en el mes de marzo, en tanto que, en el sitio 1 durante el mes de octubre se presentó la menor concentración registrada en el estudio. El resto del año los valores se mantuvieron al rededor de 0.6mg l⁻¹. También se calculó el fósforo total, el cual varió entre 0.5 a 0.8mg L⁻¹ durante el periodo de estudio. Los valores máximos y mínimos de fósforo total se registraron en los sitios 2 (Marzo) y 1 (Octubre), respectivamente. De los cuatro sitios de muestreo, los sitios 1, 2 y 4 presentaron valores promedio de fósforo total de 0.7mg L⁻¹ y el sitio 3 solamente alcanzó 0.6mg L⁻¹ en promedio durante todo el año. El máximo valor registrado de nitratos durante el año de estudio fue el obtenido en la estación 3 en el mes de septiembre mientras que el más bajo fue el que se observó en la estación 4 en el mes de junio. En general, los nitratos en los cuatro sitios, tienen a partir del mes de agosto y hasta el mes de enero de 2006 los valores más elevados de este parámetro y su menor registro en los meses de junio y julio. Otro de los nutrientes considerados en el estudio, los nitritos, mostraron sus picos máximos en los meses de abril, diciembre y enero y los menores en los meses de agosto a noviembre en todas las estaciones muestreadas. En el sitio 3 se registraron 3.5mg L⁻¹ de nitrógeno en forma de NO₂ en el mes de abril y en el sitio 2 se obtuvo un valor de 0.6mg L⁻¹, siendo estos el máximo y mínimo registrados en el año respectivamente. Finalmente la demanda biológica de oxígeno que se registró en los sitios 1, 2 y 3 fue mayor a 20mg L⁻¹ durante la mayor parte del año con excepción de los meses de mayo y junio en los sitios 1 y 3, ya que el sitio 2 tuvo su valor máximo en el mes de junio. En la estación 4 sólo en el mes de marzo se obtuvo un registro mayor a los 20mg L⁻¹, ya que el resto del año los valores oscilaron entre 1.1 y 17.8mg L⁻¹. Durante el año que duro el estudio, se obtuvieron valores que sobrepasaron los 60mg L⁻¹, en dos sitios de muestreo (Figura 8). La clorofila-a calculada para el estudio a causa de problemas metodológicos sólo se menciona como una estimación de la clorofila-a presente en la columna de agua. De acuerdo con lo anterior, la clorofila-a osciló en los cuatro sitios de muestreo entre los 0.05 y 0.1mg l⁻¹ a lo largo del año.

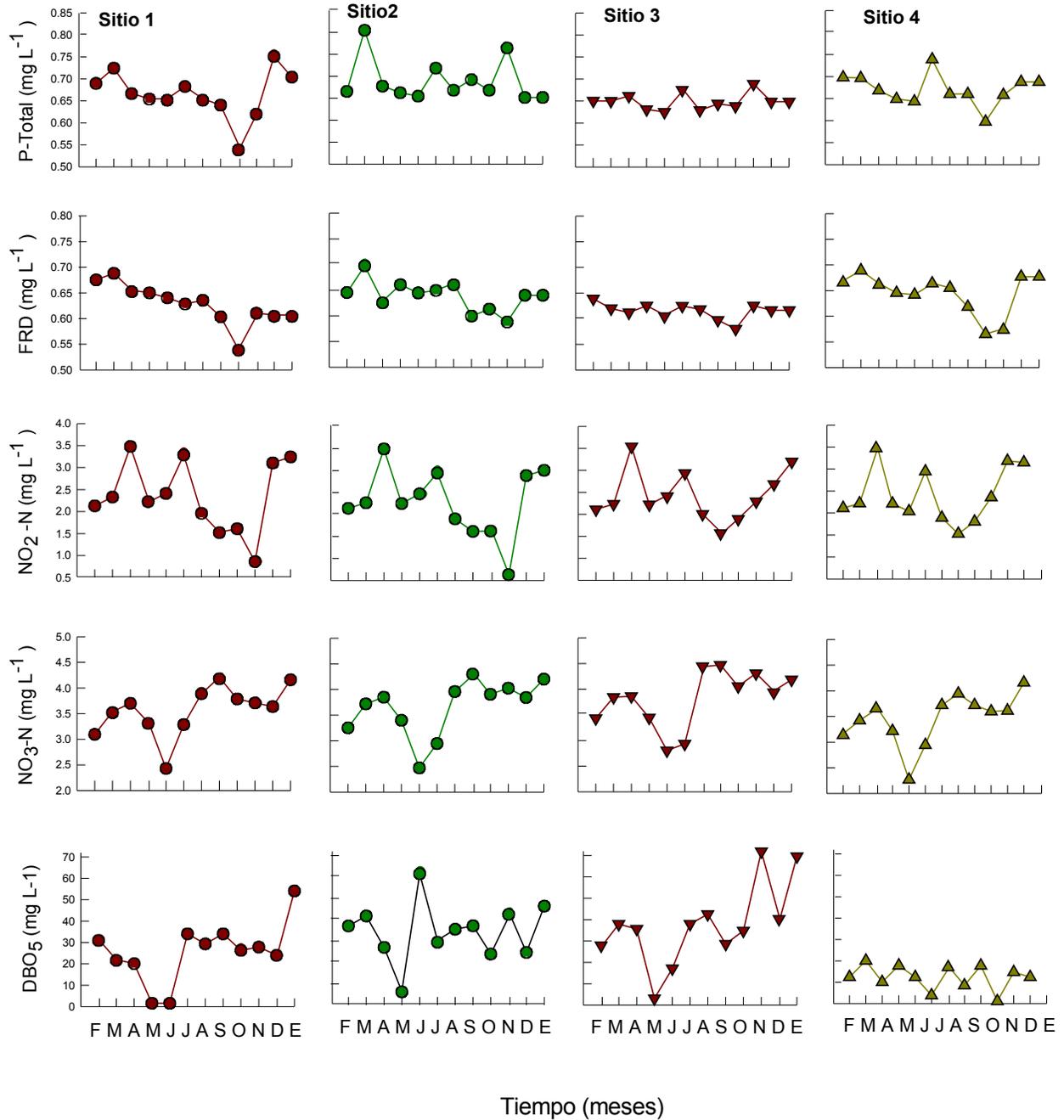


Figura 12. Nutrientes y DBO₅ presentes durante el periodo de estudio en la cuatro estaciones del lago de Xochimilco.



VIII. DISCUSIÓN

De las 27 familias conocidas en México (Serranía, 2006), en el lago de Xochimilco se encontraron un total de 17 familias. Las familias Brachionidae, Lecanidae y Trichocercidae fueron las más dominantes durante el periodo de estudio con 16, 18 y 9 especies respectivamente, así mismo, estas familias son las que se encuentran típicamente en cuerpos de agua de México (García-Morales y Elias-Gutiérrez, 2004), y las que se han reportado como más comunes para sistemas tropicales (Segers *et al.*, 1998; Bonecker *et al.*, 2005). El 56% de los géneros identificados en el presente estudio son planctónicos mientras el restante 44% son litorales (Pontin, 1978), que puede ser el resultado de la forma de los canales y su profundidad que asemeja pequeños estanques, ya que el zooplancton en estos últimos es una mezcla de especies planctónicas y litorales (Collinson *et al.*, 1995).

En el presente estudio se obtuvo una riqueza de 78 especies, este valor es el más alto con respecto a los que se habían reportado con anterioridad para el lago de Xochimilco (Flores-bugos, 2003; Enríquez 2004 y Nandini, 2005). Destaca el hecho, de que la riqueza específica total reportada en este estudio, representa el 89% de la encontrada en 12 localidades pertenecientes a 5 diferentes estados del centro de la República Mexicana (Serranía-Soto y Sarma, 2003), lo que hace del lago de Xochimilco un sistema muy importante para el conocimiento de los rotíferos, en nuestro país. Sin embargo, la riqueza específica registrada es menor a la reportada para otros cuerpos de agua tropicales como Sudamérica (Bonecker *et al.*, 1998), África (Segers *et al.*, 1993) e India (Sharma, 2005), con 207, 218 y 164 especies respectivamente. Es importante resaltar que éste estudio sólo se realizó en cuatro canales del lago de Xochimilco y que no se trata de un trabajo taxonómico, por lo que no se descarta que puedan encontrarse más especies al incrementar los sitios y el esfuerzo de muestreo, ya que el complejo de canales y lagos de Xochimilco cubren un área de aproximadamente 190Ha (Martínez-Arroyo y Jáuregui, 2001). La riqueza específica obtenida en este estudio, es trascendente no sólo por el número de especies registradas, también por que presenta un total de 32 especies únicas, es decir, que no están presentes en otros cuerpos de agua que pertenecen al complejo de canales de Xochimilco, como el Lago Huetzallin, la pista de Canotaje y el Canal España (Enríquez, 2004; Serranía 2006). Dentro de las especies encontradas en los canales de Xochimilco



destaca el hecho de que en cada uno de los sitios se pudieron registrar hasta 8 especies del género *Brachionus* coexistiendo, que podría ser resultado de variaciones en las especies de fitoplancton y en la calidad de éste, estos cambios en la disponibilidad del alimento pueden favorecer la coexistencia de las especies (Ciros-Pérez *et al.*, 2001).

El estudio de las abundancias de los organismos zooplanctónicos de sistemas tropicales, requiere de periodos de estudio de más de un año, para poder distinguir entre los patrones de distribución anuales y las fluctuaciones irregulares de las poblaciones (Twombly, 1983), por lo que el presente estudio requiere la comparación con un estudio realizado con anterioridad. Al comparar los resultados de este estudio con los obtenidos por Nandini (2005), se distingue que en general las abundancias de los rotíferos obedecen a patrones anuales, en relación con la estacionalidad presente en el lago de Xochimilco. Se pudieron distinguir dos fluctuaciones irregulares en las densidades de rotíferos, la primera, se refiere al orden en que se presentaron las especies más abundantes en ambos estudios. En el presente trabajo las especies más abundantes fueron *P. vulgaris*, seguida por *K. cochlearis* y finalmente *B. calyciflorus*, en el estudio anterior (Nandini, 2005) el orden de las especies más abundantes fue *K. cochlearis*, en segundo lugar *P. vulgaris* y en tercer lugar *B. calyciflorus*. La segunda fluctuación irregular se presentó en el mes de noviembre con un crecimiento inusual de la especie *B. budapestinensis* con más de 27,500 ind L⁻¹, en el sitio tres. Este tipo de crecimientos puede deberse a un cambio repentino en el ambiente y a un favorecimiento de esta especie, ante esas nuevas condiciones. Así mismo, el incremento en la abundancia de *B. budapestinensis* coincide con una mayor abundancia del depredador *A. brightwellii*, que pudo haber favorecido su crecimiento excesivo ya que *B. budapestinensis* presenta una baja depredación por *A. brightwellii*, relacionada a pequeñas espinas que presenta en su lórica y que confieren una ventaja con respecto a otras especies de rotíferos, incluso de mayor tamaño y con espinas más grandes (Garza-Mouriño *et al.*, 2005; Sarma, 1993).

La diversidad de especies encontrada en Xochimilco que varió entre 2.0 y 3.8 durante la mayor parte del año, siendo la estación número cuatro la que mostró la mayor diversidad, lo anterior coincide con los valores encontrados en estos mismos sitios un año antes (Nandini, 2005) y son mayores que los registrados en el lago Huetzallin (Enrriquez, 2004), que forma parte del complejo de canales de Xochimilco. El sitio número 4 fue en el que se presentaron los mayores valores de diversidad de



especies, mostrando un promedio anual de 3.2, que resulta superior a los 2.8, 2.9 y 2.6 mostrados por los sitios 1, 2 y 3 respectivamente. Si bien es cierto, que de acuerdo con el principio de exclusión competitiva (Gause, 1934), estos altos valores de diversidad pueden explicarse, por que se trata de un ambiente más heterogéneo, con una baja depredación y/o baja competencia entre cladóceros y rotíferos (Nandini, 2005), no se debe descartar la posibilidad de que la alta diversidad se deba a la variabilidad temporal de las condiciones del ambiente, que pueden llegar a ser más importantes que la heterogeneidad espacial, especialmente en sistemas pequeños con cubetas uniformes (Flöder y Sommer, 1999). Lo que significa que la existencia de disturbios con frecuencias intermedias puede permitir la coexistencia de las especies y por ende una alta diversidad de especies (Eckert y Walz, 1998), como lo explica la hipótesis de los disturbios intermedios (Connell, 1978). Esto es mucho más probable que suceda en cuerpos de agua someros, porque en estos lagos las poblaciones del zooplancton están mucho más expuestas a condiciones cambiantes (Sommer *et al.*, 1986), como en el caso del lago de Xochimilco. Lo anterior, queda de manifiesto al observar los valores fisicoquímicos registrados a lo largo del presente estudio (Fig. 10,11 y 12), que denotan condiciones ambientales cambiantes sobre todo en el sitio 4, que es el que mostró los valores más elevados de diversidad.

Los cuatro sitios de muestreo del lago de Xochimilco tuvieron a lo largo del periodo de estudio profundidades no mayores de 1.5m, por lo que este cuerpo de agua entra dentro del rango de los cuerpos de agua someros. La transparencia medida con el disco de Secchi fue en promedio para los cuatro sitios de 0.4m, La mayor parte del año en la estación 4, se observaron los valores más altos de transparencia de Secchi, alcanzando hasta 0.9 en el mes de febrero de 2005, por lo tanto en el sitio 4 se presentó la mayor penetración de luz, que puede favorecer al desarrollo del fitopláncton, que incrementa la cantidad de materia orgánica. Altas cantidades de materia orgánica producen un aumento de las bacterias encargadas de su remineralización. Las bacterias junto con el detritus son aprovechadas por los rotíferos para su desarrollo ya que son un excelente alimento (Sladeček, 1983; Lampert y Sommer, 1997). El oxígeno disuelto que se registró en los sitios de muestreo, no mostró niveles más bajos de 2mg L^{-1} , es decir, no se encontraron zonas anóxicas en los distintos sitios de muestreo, las cuales pueden afectar la distribución y desarrollo de los rotíferos. El que no se registren regiones anóxicas, se debe principalmente a que los muestreos se realizaron en los primeros 30cm de la columna de agua y también se atribuye en cuerpos de agua someros a la mezcla y a que la fotosíntesis puede darse en zonas cercanas al bentos (Payne, 1986). Por otro lado, es evidente que



la menor variación y los valores de oxígeno más bajos se registraron en el sitio cuatro, los cuales pueden deberse a los aportes de materia orgánica, provenientes de un establo localizado a un costado del sitio de muestreo, ya que los niveles bajos de oxígeno en cuerpos de agua someros se debe fundamentalmente a la mineralización de la materia orgánica (Lampert y Sommer, 1997).

Los valores de nutrientes obtenidos para los cuatro sitios de muestreo del lago de Xochimilco, indican según la OCDE (Organización para la Cooperación Económica y el Desarrollo, 1982), que este lago se clasifica como eutrófico. Existe una relación entre la biomasa del fitoplancton expresada en términos de clorofila-a y el fósforo total en los cuerpos de agua someros, los datos obtenidos en el lago de Xochimilco coinciden con los publicados por Sheffer (1998) por lo que nuestros datos reflejan indirectamente la gran biomasa de fitoplancton en términos de clorofila-a presente en los sitios de muestreo, sobre todo en los meses cálidos, donde la mayor parte del fósforo que está en la columna de agua se encuentra en las algas (Sheffer, 1998). Debido a que la células algales contienen 10 veces más nitrógeno que fósforo, resulta más obvia la limitación de su crecimiento debido al nitrógeno (Van Donk *et al.*, 1993), aunque este no es el caso del lago de Xochimilco ya que el nitrógeno total se mantuvo entre 1 y 3mg l⁻¹ y la clorofila-a entre 0.05 y 0.1mg l⁻¹ que coincide con Sheffer (1998), que a su vez añade que en lagos con profundidades menores a los 2.5m es probable que esta limitación se presente cuando los valores de nitrógeno total sean menores a los 0.7mg l⁻¹.

De acuerdo con los datos obtenidos en este trabajo se recomienda que en estudios posteriores sólo se tomen dos puntos de muestreo que pueden ser el sitio 3 y sitio 4, en los cuales, los muestreos se realicen en las tres distintas épocas del año (secas cálidas, frías y lluvias) pero que fuesen estudios con muestreos cada 4 días, que permitan observar los cambios en la comunidad de rotíferos, en relación a su ciclo de vida que es de aproximadamente de 1 semana. Así como, para poder distinguir la posible causa de la alta diversidad en estos sitios, es decir, si se debe a la baja presión de competencia o disturbios intermedios que permitan la coexistencia de las especies. También es necesario que se tomen en cuenta parámetros fisicoquímicos tales como profundidad, transparencia, temperatura, oxígeno disuelto, DBO₅, nitrógeno, fósforo, y clorofila-a. Del mismo modo sería útil que para los dos sitios se conociera cuando menos cuales son las especies dominantes del fitoplancton.



IX. CONCLUSIONES

Se determinaron un total de 78 especies pertenecientes a 25 géneros y 17 familias, de las cuales las familias Lecanidae y Brachionidae fueron las más dominantes durante el periodo de estudio.

De las especies encontradas en el lago de Xochimilco *P. vulgaris* y *K. cochlearis* mostraron abundancias superiores a los 1000 ind l⁻¹, mientras que *K. tropica*, y *B. havanaensis* y *P. vulgaris* tuvieron abundancias más constantes a lo largo del año por lo que son las especies más comunmente encontradas en el estudio.

El 56% de las especies encontradas en el lago de Xochimilco son típicamente planctónicas mientras que el 44% lo comprenden especies litorales.

La diversidad de especies fue más alta durante las épocas de secas cálidas y lluvias alcanzando valores de hasta 3.8, los cuales son elevados sobre todo tratándose de un sistema eutrófico, donde la diversidad disminuye drásticamente.

Los parámetros fisicoquímicos como DBO₅ y los nutrientes registrados en el estudio indican que el sistema de canales de Xochimilco se puede clasificar como un cuerpo de agua eutrófico y que se comporta como un típico lago somero.



X. LITERATURA CITADA

APHA (American Public Health Association, American Water Works Association and Water Pollution Control Federation), 1989. Standard methods for the examination of water and waste water; 17th ed APHA Washington D.C. 1197 p.

Ahlstrom, E. H., 1932. Plankton rotatoria from México. Trans. Amer. Microsc. Soc. (51):242-251

Ahlstrom, E. H., 1940. A revision of the Rotatorian Genera *Brachionus* and *Platytias* with description of one new species and two new varieties. Bull. Amer. Mus.Nat.Hist. (3): 143-184

Barnes, R., 1980. Invertebrate Zoology. 4th edition. Ed. Saunders College. USA. 274pp.

Bonecker, C. C., 2005. Diversity and abundance of the planktonic rotifers in differnts environments of the upper Paraná river floodplain (Paraná State- Mato Grosso do Sul State Brazil). Hydrobiologia. 546 (1).

Bonecker, C. C., F. A. Lansac-Tôha y D. C. Rossa, 1998. Planktonic and non-planktonic rotifers in two enviroments of the upper Paraná river foodplain, state of Mato Grosodo Sul State Brazil. Brazilian Archives of Biology & Tecnology. 41: 447- 456.

Ciros-Pérez, J., J. M. Carmona y M. Serra, 2001. Resource competition between sympatric sibling rotifer species. Limnology and Oceanography. 46(6) 1511-1523.



Collinson, N. H., J. Biggs, A. Corfield, M. J. Hodson, D. Walker, M. Whitfield y P. J. Williams, 1995. Temporary and permanent ponds: an assessment of the effects of drying out on the conservation value of aquatic macroinvertebrate communities. Biol.Conserv. 74: 125–133.

Connell, J. H., 1978. Diversity in tropical rain forests and coral reefs. Science. Wash. D.C. 199: 1302-1310.

Dominguez, P. I. E., 2006. Estudio de la diversidad de zooplancton y fitoplancton de la Laguna de Zumpango (Estado de México) para su uso en la biomanipulación. tesis de Maestría. Posgrado en Ciencias Biológicas, UNAM. 61pp.

Eckert, B. y Walz, N., 1998. Zooplankton succession and thermal stratification in the polymictic shallow Müggelsee (Berlin, Germany): a case for the intermediate disturbance hypothesis?. Hydrobiología. 387/388: 199-206.

Edmonson, W. T., 1965. Reproductive rate of planktonic rotifers as related to food and temperature in nature. Ecological Monographs. 35: 61-111.

Elias-Gutierrez, M., E. Suarez, M. y S.S.S. Sarma, 2001. Diversity of freshwater zooplankton in the neotropics: the case of México. Verh. Internat. Verein. Limnol. Stuttgart. (27): 4027-4031.

Enríquez, G. C., 2004. Estudio de campo y laboratorio de la dinámica poblacional de los rotíferos y cladóceros de la zona litoral del lago Huetzallin, Xochimilco. Tesis de Maestría. Posgrado en Ciencias Biológicas, UNAM. 84pp.

Flöder S, Sommer U., 1999. Diversity in planktonic communities: An experimental test of the intermediate disturbance hypothesis. Limnology and Oceanography 44:1114–1119.



Flores-Burgos, J., S.S.S. Sarma y S. Nandini, 2003. Estudio preliminar sobre la fauna de rotíferos de Xochimilco (México). In: E. Stephan-Otto (ed.). El agua en la Cuenca de México: Sus problemas históricos y perspectivas de solución. Asociación internacional de Investigadores de Xochimilco, A.C. Parque Ecológico Xochimilco. México City, México. pp: 163-171pp

García-Morales. A. E. y M. Elias-Gutierrez, 2004. Rotífera from southeastern México, New records and coments on zoogeography. Anls. Inst. Biol. UNAM. Serie Zoología 75 (1): 99120

Google Earth, 2006.

Garza-Mouriño, G., M. Silva-Briano, S. Nandini, S. S. S. Sarma y M. E. Castellanos-Páez, 2005. Morphological and morphometrical variations of selected rotifer species in response to predation:a seasonal study of selected brachionid species from Lake Xochimilco (Mexico). Hydrobiologia. 546: 169-179.

Gause, G. F., 1934. The struggle for existence. Williams and Wilkins, Baltimore.

Granados R. J. G. y C. Álvarez-Del Ángel, 2003. Rotíferos de embalses: subcuena del Río Cuautla, Morelos, México. Scientiae Naturae. 6:33-44.

Gulati, R. D., 1990. Structural and grazing responses of zooplankton community to biomanipulation of some Dutch water bodies. Hydrbiologia. 200/201: 99-118.

Hutchinson, G. E., 1967. A Treatise of Limnology. Department of Biology Yale University. Jonn Wiley and Sons. 1115pp.



Koste W., 1978. Rotatoria: Die Rädertiere Mitteleuroporas. Gebrüder Borntraeger. Berlin. 672 pp.

Krebs J. K., 1985. Ecología: Estudio de la Distribución y la abundancia. Harla. México. 753 pp.

Ruttner-Kolisko, A., 1974. Plankton rotifers: biology and ecology. Verlagbuchhandlung, Stuttgart, Germany

Lampert, W. y U. Sommer., 1997. Limnoecology: The ecology of lakes and streams. Oxford University Press. 381pp.

Magurran, A. E., 2003. Measuring Biological Diversity. Blackwell Publishing. United Kingdom pp 179-184

Margalef, R., 1983. Limnología. Omega. Barcelona Esp. 1010pp.

Martínez A. A. y Járegui, 2001. On the environmental role of urban lakes in Mexico City. Urban Ecosystems. 4: 145-166.

Nandini, S., P. Ramirez-Garcia, y S.S.S. Sarma, 2005. Seasonal variations in the species diversity of planktonic rotifers in Lake Xochimilco, Mexico. Journal Freshwater Ecology. in press

Nogrady, T., L. R. Wallace, y W. T. Snell, 1993 Rotifera Biology, Ecology and Systematics. SPB. Academic Publishing. 137 pp

Payne, A. I., 1986. The Ecology of Tropical Lakes and Rivers. JohnWiley Y Sons. 301 pp.



Pejler, b., 1998. History of rotifer research in northern Europe. Hydrobiologia. 387/388: 1-8.

Pontin, M. R., 1978. A key to the Freshwater planktonic and semi-planktonic rotifera of the British Isles. Freshwater Biological Association. 178pp.

Ramírez G. P., S. Nandini, S. S. S. Sarma, V. E. Robles, I. Cuesta y M. D. Hurtado, 2002. Seasonal variations of zooplankton abundance in the freshwater reservoir Valle de Bravo (México). Hydrobiologia. 467: 99-108.

Rico-Martínez, R y M. Silva-Briano, 1993. Contribution to the knowledge of the rotifera of Mexico. Hydrobiologia. 155: 467-474.

Sámano, B. A., 1931. Contribución al conocimiento de la fauna de rotíferos de México. Ann. Inst. Biol. México, 2:157-143.

Sámano, B. A., 1936. Contribución al conocimiento de la fauna de Actopan, Hidalgo. III. Notas acerca de la fauna de rotíferos de los depósitos de agua de Actopan y lugares vecinos. Ann. Inst. Biol. México, 7: 269-270.

Sarma, S.S.S., 1993. Feeding responses of *Asplanchna brightwellii* (Rotifera):laboratory and field studies. Hydrobiologia 255/256:275 –282.

Sarma, S.S.S., and M. Elias-Gutierrez, (1999). Rotifers (Rotifera) from four Natural water Bodies of central Mexico. Limnologica. 475-483 pp



Sarma, S.S.S. y M. Ellías-Gutiérrez, 2000. Rotifers from Mexico: new records in high altitude ponds. The Southwestern Naturalist. 45 (3) 366-373pp.

Scheffer, M., 1998. Ecology of shallow lakes. London. Chapman Y Hall. 357pp.

Segers, H., 1992. Internacional training Course. Zooplankton: A tool in lake management. Introduction to the practice of identifying Rotifera. 3A Universiteit Gent. Belgium

Segers, H., 1995. Guides to the identification of the microinvertebrates of the continental waters of the world. The Lecanidae (Monogononta). 6 SPB Academic, The Hague, Netherlands. 226p.

Segers, H., L. Ferrufino y L. De Meester., 1998. Diversity and zoogeography of rotifera (monogononta) in a flood plain lake of the Ichilo river, Bolivia, with note on like-known species. Internacional Review of Hydrobiology 83: 391-400.

Serrania, S. C., 2006. Diversidad de rotíferos monogonontos de la parte central de México. Tesis de Maestría. Posgrado en Ciencias Biológicas. UNAM. 117pp.

Sharma, B. K., 2005. Rotifer communities of floodplain lakes of the Brahmaputra basin of lower Assam (N.E. India): biodiversity, distribution and ecology. Hydrobiologia. 533: 209-221.

Silva, B. M. y A. Adabache-O., 1999. On the taxonomi and distribution of the Rotifer Keratella mexicana Kutikova y Silva-Briano, 1995. Annals. Limnol. 35 (2): 105-109.

Sladeček, V., 1983. Rotifers as indicator of water quality. Hydrobiologia . 100: 169-201



Snell, T. W. y C. R. Janssen, 1995. Rotifers in ecotoxicology: a review. Hydrobiologia. 313/314; 231-247.

Sommer, U., Z. M. Gliwicz, W. Lampert y A. Duncan, 1986. The PEG-model of seasonal succession of planktonic events in fresh waters. Arch. Hydrobiol. 106: 433–471.

Twombly, S., 1983. Seasonal and short term fluctuations in zooplankton abundance in tropical lake Malawi. Limnology and Oceanography. 28 (6): 1214-1224

Uicab, S. R. S., 1998. Análisis de la composición de rotíferos de tres cenotes del noreste del estado de Yucatán, México. Tesis de Licenciatura. Universidad Autónoma de Yucatán. 87pp.

Van Donk, E., R. D. Gulati, A. Iedema, y J. T. Meulemans, 1993. Macrophyte-related shifts in the nitrogen and phosphorus contents of the different trophic levels in a biomanipulated shallow lake. Hydrobiologia. 19-26.

Vilaclara, G. y V. Sladeček, 1989. Mexican rotifers as indicator of water quality with description of *Collotheca riverai*, new species. Arch. Hydrobiologia. 115: 257-264.

Wetzel, R. G., 1981. Limnología. Omega. Madrid. España. 379 pp.

Wallace, R. L. y T. W. Snell, 1991. Ecology and classification of north American freshwater invertebrates. Academic Press. Inc. 911pp.



XI. ANEXO 1

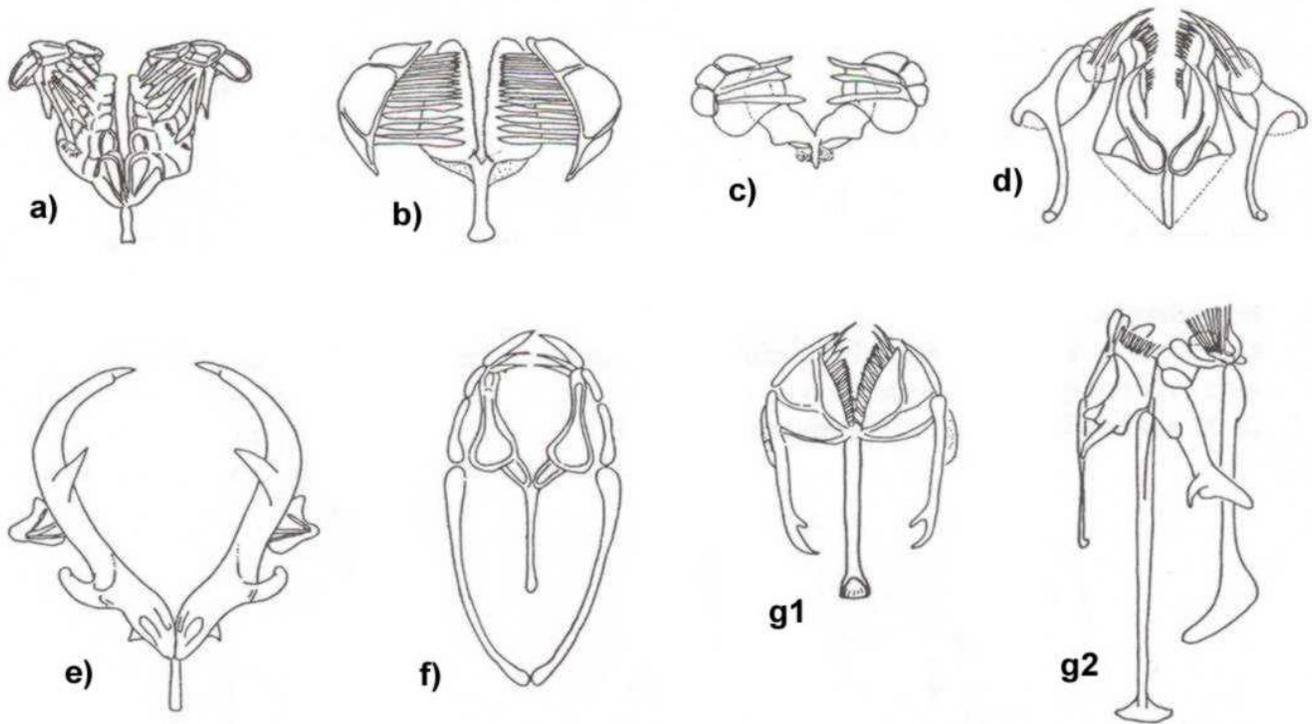


Fig. 1. Principales tipos de trophi presentes en rotíferos monogonontos: a) Maleado, b) Maleoramado, c) Uncidado, d) Cardado, e) incudado, f) Forcipado y g¹, g²) Virgado; (Tomado de Nogrady, 1993).



XII. ANEXO 2

ALCALINIDAD

PREPARACION DE REACTIVOS

Ácido sulfúrico 0.1N

Disolver 0.56 ml de ácido sulfúrico concentrado a 200 ml de agua destilada.

Valorar con una solución de 40 ml de Na_2CO_3 0.05 N y 60 ml de agua destilada titulando potenciométricamente con el ácido a pH de 5.

Ácido sulfurico 0.2N

Diluir 200 ml de ácido sulfúrico a 0.1N a un litro con agua destilada.

Valorar con 15 ml de carbonato de sodio NaCO_3 0.05 N y titularlo con ácido hasta pH de 5.

Carbonato de sodio 0.05N

Disolver 0.25 g de NaCO_3 anhidrido (secado a 250°C por 4 horas) en agua destilada y aforar a 100 ml.

Indicados de fenolftaleina

Disolver 1 g de fenolftaleina en una solución de 100 ml de agua destilada y 100 ml de alcohol etílico puro.

Indicador de anaranjado de metilo

Disuélvase 50 mg de indicador en 100 ml de agua destilada

PROCEDIMIENTO DE LA TECNICA

Alcalinidad a la fenolftaleina

Colocar en un vaso de precipitados 50 ml – 100 ml de muestra (ó el volumen necesario que al titularse gasten mas de 20 ml de ácido).

1.- Adicionar 2-3 gotas del indicador de fenolftaleina (toma un color rosa)

2.- Titular con H_2SO_4 0.02N hasta el vire incoloro.

Alcalinidad total



1.- Agregue ahora sobre la muestra ya titulada, 2-3gotas del indicador anaranjado de metilo (toma un color rosa).

2.- Titular con H_2SO_4 0.02 N hasta el vire a rosa salmon

CALCULO

Alcalinidad como $CaCO_3$ /l total = $A \times N \times 50,000$ /ml de muestra

A = ml de H_2SO_4 gastados en la titulación

N = Normalidad del H_2SO_4

La alcalinidad se debe de reportar según su tipo (total o a la fenoftaleina)

DUREZA

(Método EDTA)

Se toma 100 ml de muestra en frascos de vidrio (si se va a almacenar las muestras se le añade 1 ml de ácido nítrico y se refrigera).

Se coloca en un matraz Erlenmeyer 50 ml de muestra o una alícuota (con 25 ml de muestra llevarla a 50 ml con agua destilada), de tal manera que se gaste menos de 15 ml de EDTA en la titulación, se le añade 1 ó 2 ml de la solución amortiguadora (tampón) para obtener un pH de 10-10.1, se agregan 0.1 ml de Negro de Eriocromo T (tres gotas) y se titula con solución EDTA, el vire es de rojizo a azul las ultimas gotas se añaden en un intervalo de 3 a 5 segundos.

mg / l de Dureza como $CaCO_3$ = ml EDTA x F x 1000 / ml de muestra

F = Factor de corrección que se obtiene al valorar la solución de EDTA

F = mg de $CaCO_3$ / ml de EDTA

APHA, 1989



OXIGENO DISUELTO

PREPARACIÓN DE REACTIVOS

Solución de sulfato manganoso

Disolver 36.4 g $\text{MnSO}_4 \cdot \text{H}_2\text{O}$ en agua destilada, fíltrese y

Dilúyase a 100 ml.

*No debe dar coloración con almidón cuando se le añade a una solución acidificada (KI).

Reactivo álcali-yoduro

Disolver 50 g de NaOH y 13.5 g NaI en 30 ml de agua destilada

Dilúyase a 100 ml.

*No debe dar color con solución de almidón cuando se diluya o acidifique.

Solución almidón

Disolver 2 g de almidón soluble 0.2 g ácido salicílico como conservador en 100 ml de agua destilada hervida por 3 minutos.

Titulante de Tiosulfato sodico patrón

Disolver 6.205 g de Tiosulfato pentahidratado junto con 0.4 g de NaOH en lentejas en 10 ml de agua destilada recién hervida y enfriada.

Dilúyase a 1000 ml. *Estandarícese con yodato potasico

Solución patrón de yodato potasico 0.025 N

Disolver 0.081 g de KIO_3 en agua destilada y

Dilúyase a 100 ml.

Estandarización

1.- Disolver en un matraz Erlenmeyer con 150 ml de agua destilada, 2 g de KI exento de yodato en 100 ml de agua destilada.

2.- Añádase unas gotas de H_2SO_4 conc.y

3.- Agregar con una pipeta volumétrica, 20 ml de solución de yodato potasico y dejar reposar en la oscuridad por 5 min.

4.- Dilúyase a 200 ml con agua destilada.

5.- Titular con Tiosulfato de Sodio, hasta coloración paja palido.

6.- Agregar 1 ml de almidón y agitar.



7.- Continuar la titulación hasta tornar a incoloro.

8.- NORMALIDAD DEL TIOSULFATO = $20 \times 0.025 /$ ml de Tiosulfato gastados en la titulación.

PROCEDIMIENTO DE LA TECNICA

1.- Se toman 300 ml de muestra en frascos ámbar con tapón desmerilado.

Para su conservación se les agrega 1ml de $MnSO_4$ y

1 ml de solución álcali-yoduro-azida (se formara un precipitado).

Tápense con cuidado para excluir las burbujas de aire

Agítese vigorosamente durante 30 seg. Hasta homogenización.

Las muestras se deben proteger de la luz solar intensa.

2.- Dejar sedimentar totalmente el precipitado.

3.- Añadir 1 ml de H_2SO_4 conc.

4.- Tapar y agitar hasta la desaparición total del precipitado.

VALORACIÓN DEL OXIGENO DISUELTO

5.- Colocar 100 ml de la muestra fijada, en un matraz de 250 ml.

6.- Titular con Tiosulfato de Sodio 0.025N. Hasta coloración paja pálido.

7.- Agregar 1 ml de almidón y agitar.

8.- Continuar la titulación hasta tornar a incoloro.

CORRECCION POR LA ADICION DE REACTIVOS

Muestra original colectada = 300 ml Si 300 ——— 100%

Reactivos agregados = 2 ml (300 – 2) ——— X

Alícuota para la titulación = 100 ml X = 99.33



CALCULOS

$$O_2 \text{ disuelto (mg / L)} = A \times F$$

A = ml de Tiosulfato gastados en la titulación.

F = Factor constante

$$\text{Factor constante} = 0.025 \times 8 \times 1000 / 99.33 = 2.01$$

CRITERIOS

O₂ Disuelto (mg / L)

CALIDAD DEL AGUA

0.0 - 2.0

Deficiente en Oxigeno

2.1 - 4.0

Medianamente oxigenada

4.1 - 7.0

Suficientemente oxigenada

7.1 >

Muy oxigenada



**DEMANDA BIOQUIMICA DE OXIGENO AL 5 DÍA
(DBO₅)**

PREPARACIÓN DE REACTIVOS

Solución tampón fosfato

Disolver 1.7 g de KH_2PO_4 , 4.35 g de K_2HPO_4 , 6.68 g de $\text{Na}_2\text{HPO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ y 0.34 g de NH_4Cl en unos 100 ml de agua destilada

Diluir a 200 ml de agua destilada.

*El pH de la solución debe ser de 7.2 sin ajustes adicionales; deséchese este y / o los demás reactivos si presentan crecimiento biológico.

Solución de sulfato de magnesio al 2.25 %

Disolver 2.25 g de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ en agua destilada y

Dilúyase a 100 ml.

Cloruro de calcio al 2.75 %

Disolver 2.75 g de cloruro de calcio anhídrido en agua destilada y

Dilúyase a un litro.

Solución de cloruro ferrico

Disolver 0.025 g de cloruro ferrico hexahidratado en agua destilada y

Dilúyase a 100 ml.

Solución ácida de H_2SO_4 1 N

Colocar 2.8 ml de ácido sulfurico conc. en un matraz y

Aforar a 100 ml.

Agua de dilución

Airear el agua destilada hasta que se sature con oxígeno disuelto *.

Agregarle por cada litro de agua, un ml de cada una de las 4 primeras soluciones arriba descritas. (Fosfatos, Sulfatos y los dos cloruros).

* Puede suministrarse con una bomba dosificadora con depósito de oxígeno puro a presión atmosférica, detener la aeración cuando la solución contenga unos 8 mg de OD / l.

H_2SO_4 concentrado ◇

Sulfato manganoso ◇



Alcali-Ioduro-azida ◇

Solución de almidón ◇

Solución de tiosulfato de sodio 0.025N. ◇

◇ Reactivos ya descritos para oxígeno disuelto.

Se debe desechar cualquier reactivo con signos de contaminación.

Tomar una muestra de 200 ml y transportarlos en botellas exentas de oxígeno y luz.

APLICACIÓN DEL MÉTODO

1.- Neutralizar la muestra a un pH entre 6.5-7.5. Usando soluciones diluidas de H_2SO_4 y NaOH.

2.- Colocar el mismo volumen de muestra en 2 frascos de DBO. (El volumen dependerá del tipo de agua en análisis).

3.- Rasar los frascos con agua de dilución haciendo que esta resbale por las paredes interiores de cada frasco teniendo cuidado de no introducir burbujas de aire y tapar con cuidado.

4.- Colocar uno de los frascos a incubación durante los 120 horas a 20° C, en la oscuridad y sellado con agua destilada.

5.- Al otro frasco medirle el oxígeno disuelto:

- Agregarle con cuidado y sin provocar burbujas un ml de sulfato manganoso.

- Un ml de alcali-ioduro-azida. Tapar y agitar vigorosamente. Dejar sedimentar el precipitado.

- Agregar un ml de ácido sulfúrico conc. tapar y agitar vigorosamente.

- Con una pipeta volumétrica, tomar una alícuota de 100 ml y pasarla a un matraz de 250 ml.

- Titular con tiosulfato de sodio hasta un color amarillo paja.

- Agregar 5 gotas de solución de almidón.

- Continuar titulado con tiosulfato de sodio hasta el vire de azul a incoloro.

6.- Después de 5 días, sacar el frasco de DBO de la incubadora

7.- Fijar y calcular el oxígeno disuelto, según los pasos del punto 5.

CALCULOS

mg de O. D. / l = tiosulfato x F

F= factor de corrección (descrito en la técnica de O. D).

6.- Después de cinco días, sacar el frasco de DBO de la incubadora.

7.- Fijar y calcular el oxígeno como en el paso 5.



CALCULOS

$$(mg\ O.\ D_1 / l) - (mg\ O.\ D_5 / l)$$

$$mg\ de\ DBO_5 = \frac{\quad}{\quad}$$

% de dilución expresado en decimales

Para ilustrar la forma de sacar el % de dilución expresado en decimales, supóngase que:

Se utilizaron 80 ml de muestra y se llevo a 300 ml con agua dilución, el frasco de DBO y de ahí se titularon 100 ml.

$$\frac{80\ ml}{300\ ml} \times 100\ ml$$

$$X = 26.6$$

Para expresarlo en decimales se divide entre 100:

$$26.6 / 100 = .26$$

sobre este valor se divide las diferencias de las DBO.

☞El agua bruta se debe filtrar y decantar durante dos horas y finalmente tomar por sifonacion la alícuota de la parte central.

☞El material de vidrio se debe lavar perfectamente con mezcla sulfocromica y enjuagar abundantemente con agua destilada

☞Secar cuidadosamente y preservar al amparo de cualquier contaminación

Categoría	DBO (mg/l)	grados de contaminación
1	00 – 3.4	agua limpia
2	3.5 – 14.9	contaminada
3	15>	muy contaminada

Criterio Margalef. R. 1987

APHA. 1989.



FÓSFORO

(Método de cloruro estagnoso y digestión con persulfato)

PREPARACIÓN DE REACTIVOS

Mezcla cromica

40 g de didromato de potasio disolverlos en 20 ml de agua destilada y agregar poco a poco 1 litro de ácido sulfúrico.

Digestión con persulfato de amonio

Solución de ácido sulfúrico al 30%

Añádase con cuidado 30 ml de H_2SO_4 conc. a

60 ml de agua destilada y

Dilúyase a 100 ml de agua destilada.

* Siempre debe ser que se le agregue el acido al agua.

Solución de NaOH 1 N

Disolver 4 g de Hidroxido de sodio en agua destila y diluir a 100 ml.

Indicador de Fenoltaleina

Disolver 0.5 g de fenoltaleina en 50 ml de alcohol etílico puro (absoluto 99.8). Afórese a 100 ml con agua destilada manteniendo la soluciona en agitación constante.

Digestión con persulfato de potasio

Mezcla oxidante

Disolver 5 g de persulfato de potasio ($K_2S_2O_8$), y 3 g de ácido bórico en 100 ml de NaOH 0.375 mol/L almacenar en botes de polietileno a temperatura ambiente. El reactivo es estable por una semana.

Hidroxido de sodio 0.375 mol/L

Disolver 15 g de hidroxido de sodio (NaOH) en agua destilada y aforar a 1 litro. Guardar en frascos de poletileno.

Método del cloruro estagnoso

Indicador de fenoltaleina 0.5% (acuosa)

Disolver 0.5 g de fenoltaleina disodica en agua destilada y aforar a 1000 ml

Solución ácido concentrado



Añádase 30 ml de H_2SO_4 conc. a 60 ml de agua destilada. Cuando se enfrié añádase 0.4 ml de HNO_3 conc. y dilúyase a 100 ml.

Reactivo de molibdato ámonico

Dilúyase 2.5 g de $(NH_4)_6Mo_7O_{24} \cdot 4H_2O$ en **17.5 ml de agua destilada.**

Aparte añádase lentamente a 20 ml de H_2SO_4 conc. 40 ml de agua destilada y

Añádase a la solución de molibdato y

Dilúyase a 100 ml.

Reactivo I de cloruro estagnoso

Disolver 2.5 g de $SnCl_2 \cdot 2H_2O$ reciente en 100 ml de glicerol.

Agitando y en baño maría.

Agitar con varilla de vidrio para acelerar la disolución.

*Esta reactivo es estable.

Solución patrón de fosfato

Disolver 0.22 g de KH_2PO_4 anhídrido previamente secado a $60^\circ C$ durante 3 ½ horas posteriormente disuélvase en agua destilada y Dilúyase a 100 ml.

* 1 ml = 0.05 mg de fosfatos.

Procedimiento de la técnica

1.- Se toman 100 ml de muestra y se envasan en recipientes de vidrio.

* **Para medir fósforo total la muestra no se filtra pero si se le aplica una digestión.**

* En el caso de fósforo reactivo (inorganico- otofosfatos), se filtra o centrifuga la muestra pero no se digiere.

PRETRATAMIENTO CON DIGESTIÓN DE PERSULFATO DE AMONIO (FOSFATOS ORGANICOS).

2.- Colocar en un matraz 50 ml de muestra o una alícuota llevada a ese volumen y agregarle 1 gota de fenoltaleina.

3.- En caso de la aparición o desarrollo de un color rojo, neutralícese hasta su desaparición, agregando gota a gota la solución H_2SO_4 al 30%.

4.- Añada 1 ml extra de la solución ácida (H_2SO_4) e inmediatamente después 0.4 g de persulfato de amonio.



- 5.- Llevar a ebullición durante 30-40 min. O hasta un volumen final de 10 ml. Dejar enfriar y diluir a 30 ml con agua destilada.
- 6.- Permitir enfriar. Agregar 1 gota de fenoltaleina y neutralícese hasta una tonalidad rosa pálido con la solución NaOH.
- 7.- Llévese el volumen del ensayo a 100 ml con agua destilada (en caso de que se forme un precipitado durante este paso, no se filtre solo agítese y continúe. Los pasos posteriores lo disuelven).
- 8.- Tómese la muestra y determine los fosfatos totales por un método elegido.
- 9.- Condúzcase una serie de estándares de valores conocidos por los mismos pasos y método que la muestra. Servirán para elaborar una curva calibración.

PRETRATAMIENTO CON DIGESTION CON PERSULFATO DE POTASIO (PARA OXIDAR COMPUESTOS NITROGENADOS Y FOSFATADOS TOTALES)

Agregar 5 ml de solución oxidante a 50 ml de muestra (estándar o blanco), cerrar el tubo y poner en autoclave al menos por media hora a 115° C. Una vez transcurrido este tiempo, se deja enfriar el autoclave. Enseguida se toma la muestra necesaria para la determinación de fósforo total y de nitrógeno total en forma de fosfatos y de nitratos, respectivamente.

Posteriormente seguir a partir del paso 10 que es ya la valoración del fósforo total por medio del método cloruro estanoso.

(Grasshoff, K., Ehrhardt, M., Kremling, K. 1983. Methods of seawater analysis. Second edition. Verlag chemie GMBH. Federal Republic of Germany. 187 p.)

VALORACIÓN DEL FÓSFORO POR METODO DEL CLORURO ESTAGNOSO (ORTOFOSFATOS)

- 10.- Colocar en un matraz erlenmeyer una muestra libre de color o turbiedad 100 ml o una alícuota.
- 11.- Adicionar una gota fenoltaleina, si la solución se torna rosa eliminar el color hasta incoloro añadiendo gota a gota la solución de ácido conc.
- 12.- En caso de requerir más de 5 gotas de ácido para virar a incoloro, seleccionar un menor volumen de la muestra y diluirlo a 100 ml con agua destilada tras la primera decoloración.



13.- Agregar 4 ml de la solución de molibdato de amonio.

14.- Añadir 0.5 ml de la solución de cloruro estagnoso y mezclar.

15.- Dejar transcurrir entre 10-12 min. Leer la absorbancia a 690 nm, usando un testigo de agua destilada el cual siguió los mismos pasos en el ensayo

16.- Extrapolar-interpolar el valor observado en una curva de calibración para obtener la concentración por 100 ml.

17.- Preparar una serie de estándares con solución patrón de fosfatos (un rango entre 0.2-1.0 mg es apropiado), y darles el mismo tratamiento que a la muestra.

Para cuerpos de agua de México se sugiere una curva de 0.025, 0.05, 0.09, 0.4, 0.8, 1.2, 1.6, 2, 4 mg.

CALCULOS

$\text{mg de P-PO}_4 / l = \text{mg de P-PO}_4 \text{ de curva} \times 1000 / \text{ml de muestra.}$

- Evítese el uso de detergente que contengan fosfato en el lavado de la cristalería empleada. A cambio lávese todo el material de vidrio con **mezcla de dicromato potasico o dextran** y enjuáguese con agua destilada. Después es recomendable mantener el material en agua destilada hasta que se vuelva a necesitar.



NITRATO

(Por el método de electrodos Termo Orion PerpHecT, Models 350-370)

EQUIPO

Meter (ISE meters)

Electrodo de referencia modelo 9307

Electrodo de doble función modelo 90-02

REACTIVOS (a preparar)

Solución Madre de Nitrato 0.1 M

Séquese nitrato potasico (KNO_3) en un horno a 105°C por 24 horas y disuélvase 0.7218 en agua deionizada-estéril, y dilúyase a 1000 ml. (ESTA SOLUCION DURA 1 MES).

Solución ISA

Poner 132.146 g de $(\text{NH}_4)_2\text{SO}_4$ (2M) y aforar a 500 ml.

Acido bórico

0.2 g de ácido bórico en 100 ml.

Solución de llenado de cámara interna del electrodo de doble función - 90002

Solución de llenado de cámara externa del electrodo de doble función – 900046

Solución Supresora de Interferencia de Nitratos NISS-930710

Solución ISA – 930711

DIGESTIÓN DE PERSULFATO DE POTASIO

Mezcla oxidante

Disolver 5 g de persulfato de potasio ($\text{K}_2\text{S}_2\text{O}_8$), y 3 g de ácido bórico en 100 ml de NaOH 0.375 mol/L almacenar en botes de polietileno a temperatura ambiente. El reactivo es estable por una semana.

Hidroxido de sodio 0.375 mol/L

Disolver 15 g de hidroxido de sodio (NaOH) en agua destilada y aforar a 1 litro. Guardar en frascos de poletileno.



PROCEDIMIENTO DE LA TÉCNICA

Se toman 100 ml de muestra y se transportan a una temperatura de 4°C, previo a su tratamiento se dejan a temperatura ambiente, hasta que alcancen esta. Si no se procesan rápido las muestras hay que fijarlo con 1 ml de ácido bórico.

PRETRATAMIENTO PARA NITRATOS TOTALES CON DIGESTIÓN DE PERSULFATO DE POTASIO

Agregar 5 ml de solución oxidante a 50 ml de muestra (estándar o blanco), cerrar el tubo y poner en autoclave al menos por media hora a 115° C. Una vez transcurrido este tiempo, se deja enfriar el autoclave. Enseguida se toma la muestra necesaria para la determinación de fósforo total y de nitrógeno total en forma de fosfatos y de nitratos, respectivamente.

Posteriormente seguir a partir del paso 10 que es ya la valoración del fósforo total por medio del método cloruro estanoso.

(Grasshoff, K., Ehrhardt, M., Kremling, K. 1983. Methods of seawater analysis. Second edition. Verlag chemie GMBH. Federal Republic of Germany. 187 p.)

LLENADO DE LOS ELECTRODOS

El llenado del electrodo es muy importante ya que solo se pueden mantener montados durante 3 horas

Primero se toma el electrodo de doble función y se extrae la cámara interna la cual se va llenar con la sustancia 900002 a través del orificio hasta la altura de la marca azul, luego se ensamblara como originalmente se encontraba y se proseguirá al llenado de la cámara externa con la solución 900046, debe quedar bien distribuida por las paredes del electrodo sobretodo la parte donde se sella y sin burbujas de aire adentro. Se conectara al medidor en el orificio más pequeño.

El electrodo de referencia solo se le colocara de manera adecuada el sensor de nitratos.

ELABORACION DE LA PENDIENTE

Se tomaran 100 ml de agua deionizada y se le agregaran 2 ml de solución ISA (930711)

Se pondrá el medidor en modo mV con solo presionar la tecla mode.

Se debe enjuagar muy bien los electrodos y se pondrán dentro de la solución antes preparadas.



Agrégueme 1 ml de la solución madre de nitratos y agite, y cuando se estabilice la lectura registre el potencial del electrodo en mV.

Posteriormente agregue 10 ml más de la solución madre de nitratos y agite, registre la lectura cuando se estabilice.

La diferencia entre las lecturas 1 y 2 será la pendiente la cual se debe mantener dentro de el rango de -54 a -60 mV, cuando la temperatura de la solución es 25°C mas menos 5°C .

PREPARACIÓN DE LA CURVA

Se tomaran .1, 1 y 5 ml de la solución madre de nitritos para preparar la curva con agua deionizada 49.9, 49.0 y 45 ml de agua respectivamente.

Se tomaran las lecturas agregándoles solución ISA en una proporción 1: 50

LECTURA DE LA MUESTRAS

Ya que hallan alcanzado la temperatura ambiente la muestras, (25°C aproximadamente), se les agregara solución ISA en una proporción 1 : 50 , se agitan con una mosca en una plancha de agitación durante un minuto, posteriormente se introduce en la muestra los electrodos enjuagados con agua bidestilada y secos, y cuando se estabilice la lectura registre el potencial del electrodo en mV.

Cada vez que se lea una muestra se tiene que enjuagar y secar los electrodos.

Cuando se desmonten el electrodo deben quedar limpios y secos.

El electrodo de NO_3 no se debe meter por completo a la muestra.

No se olvide que para hacer los cálculos de las mediciones de nitratos se debe trabajar la curva como log.



NITRITOS

(Por el método de electrodos Termo Orion PerpHecT, Models 350-370)

EQUIPO

Meter (ISE meters)

Electrodo de referencia modelo 9346

Electrodo de simple función modelo 90-01

REACTIVOS (a preparar)

Solución Madre de Nitritos

Séquese nitrito de sodio (NaNO_2) en un horno a 105°C por 24 horas y disuélvase 1.232 g en agua deionizada-estéril, y dilúyase a 1000 ml.(ESTA SOLUCION DURA 1 MES).

Solución de llenado de cámara electrodo de simple función 900002

Solución Supresora de Interferencia de Nitratos NISS-930710

PROCEDIMIENTO DE LA TÉCNICA

Se toman 100 ml de muestra y se transportan a una temperatura de 4°C , previo a su tratamiento se dejan a temperatura ambiente, hasta que alcancen esta.

LLENADO DE LOS ELECTRODOS

El llenado de los electrodos es muy importante ya que solo se pueden mantener montados durante 3 horas

Primero se toma el electrodo de simple función y se llena la cámara interna con la sustancia 900002 a través del orificio hasta la altura de la marca azul, debe quedar bien distribuida por las paredes del electrodo sobretodo la parte donde se sella y sin burbujas de aire adentro. Se conectara al medidor en el orificio más pequeño.

El electrodo de referencia solo se le colocara de manera adecuada el censor de nitritos.



ELABORACIÓN DE LA PENDIENTE

Se tomaran 25 ml de agua deionizada y se le agregaran 25 ml de de solución NISS (934610)

Se pondrá el medidor en modo mV con solo presionar la tecla mode.

Se debe enjuagar muy bien los electrodos y se pondrán dentro de la solución antes preparada.

Agréguete 0.5 ml de la solución madre de nitritos y agite, y cuando se estabilice la lectura registre el potencial del electro en mV.

Posteriormente agregue 5 ml mas de la solución madre de nitritos y agite, registre la lectura cuando se estabilice.

PREPARACIÓN DE LA CURVA

Se tomaran .1, 1 y 5 ml de la solución madre de nitritos para preparar la curva con agua deionizada 49.9, 49.0 y 45 ml de agua respectivamente.

Se tomaran las lecturas agradándoles solución NISS en una proporción 1: 1

LECTURA DE LA MUESTRAS

Ya que hallan alcanzado la temperatura ambiente la muestras,(25°C aproximadamente), se les agregara solución ISA en una proporción 1 : 1 , y se agitaran durante un minuto con una mosca en un agitador, se introducirán los electrodos ya enjuagados con agua deionizada y secos, y cuando se estabilice la lectura registre el potencial del electro en mV. El enjuagado y secado se debe hacer entre cada lectura. Cuando se desmonten el electro deben quedar limpios y secos.



CLOROFILA a
(método de acetona)
PREPARACIÓN DE REACTIVOS

Solución saturada de carbonato de magnesio

Añádase 1 g de $MgCO_3$ finamente pulverizado a 100 ml de agua destilada.

Solución acuosa de acetona

Mézclase 90 partes de acetona (calidad reactivo BP 56° C) con 10 partes de solución saturada de carbonato de magnesio.

Solución de ácido clorhídrico (HCl) 0.1 N

Añádase 0.83 ml de HCl a 100 ml de agua destilada.

PROCEDIMIENTO DE LA TÉCNICA

Presérvase la muestra filtrándola con filtros de membrana de 24 mm de diámetro, si este proceso se retrasa se puede conservar la muestra con hielo a 4° C y protéjase de la luz, con botellas opacas.

Las muestras filtradas con pH de 7 se pueden conservar en bolsas herméticas y congelación hasta por 15 días, las muestras ácidas deben procesarse enseguida. Se debe utilizar material de vidrio y cubetas exentas de ácido.

Colóquese la muestra en un mortero de tejidos, cúbranse con 2 a 3 ml de solución acuosa de acetona al 90 % y macérese.

Pásese la muestra a un tubo de centrifuga con tapa de rosca lávese el mortero con unos pocos mililitros de acetona acuosa al 90 % y añádase el lavado a la pasta, ajústese el volumen total a un nivel constante de 5 a 10 ml con acetona al 90 % (empléese el disolvente justo y evítese la disolución excesiva de los pigmentos).

Manténgase las muestras 24 horas a 4° C en la oscuridad.

*Clarifíquese por filtración a través de un filtró desechable, resistente a los disolventes (para hacer mínima la retención del extracto en el filtro y su soporte hágase pasar 1 a 2 ml de aire a través del filtro después del extracto) o por centrifugación en tubos cerrados a 500 rpm durante 20 minutos. Decántese el extracto clarificado a un tubo de centrifuga de 15 ml con tapa de rosca, calibrado, limpio y **mídase el volumen total.**



Pase 3 ml de extracto clarificado a una cubeta de 1 cm y léase la densidad óptica (OD) a 750 y 664 nm. Acidifíquese el extracto en la cubeta con 0.1 ml de HCl 0.1 N agítese suavemente el extracto acidificado y léase la OD a 750 y 665 nm, 90 segundos después de acidificar, estos momentos son críticos para la técnica.

CALCULOS

Réstese el valor de DO 750 nm de las lectura hechas antes (DO 664) y después de acidificar (DO 665).

Utilizando los valores corregidos, calcúlese la clorofila *a* y feofita *a* por metro cúbico como sigue.

$$\text{Clorofila } a \text{ mg m}^3 = 26.7 (664_b - 665_a) \times V_1 / V_2 \times L$$

$$\text{Feofita } a \text{ mg m}^3 = 26.7 [1.7(665_a) - 664_b] \times V_1 / V_2 \times L$$

Donde:

V_1 = Volumen de extracto 1:

V_2 = volumen de muestra m^3 0.00003

L = recorrido de luz o ancho de la cubeta cm y

664 y 665 = densidades opticas del extracto de acetona 90% antes y después de la acidificación, respectivamente.

El valor de 26.7 es la corrección de absorbancia y es igual a $A \times K$

Donde:

A = coeficiente de absorbancia para clorofila *a* a 664 nm = 11

K = relación que expresa la corrección para acidificación