Métodos limnológicos para el estudio de sistemas naturales y artificiales

Justo Salvador Hernández Avilés
Eloisa Adriana Guerra Hernández
Raquel Mahetzi Cruz Gutiérrez
Luis Ángel Cortés Salazar

UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO
FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES ZARAGOZA

Métodos limnológicos para el estudio de sistemas naturales y artificiales

Justo Salvador Hernández Avilés
Eloisa Adriana Guerra Hernández
Raquel Mahetzi Cruz Gutiérrez
Luis Ángel Cortés Salazar

Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Estudios Superiores Zaragoza

Dr. Vicente Jesús Hernández Abad
Director

Dra. Mirna García Méndez
Secretaria General

Dr. José Luis Alfredo Mora Guevara
Secretario de Desarrollo Académico

CD. Yolanda Lucina Gómez Gutiérrez
Secretaria de Desarrollo Estudiantil

Mtro. Luis Alberto Huerta López
Secretario Administrativo

Dra. María Susana González Velázquez
Jefa de la División de Planeación Institucional

Dra. Rosalva Rangel Corona
Jefa de la División de Vinculación

Dr. David Nahum Espinosa Organista
Jefe de la División de Estudios de Posgrado e Investigación

M. en C. Maricela Arteaga Mejía
Jefa de la Carrera de Biología

Lic. Carlos Raziel Leaños Castillo
Coordinador de Comunicación Social y Gestión de Medios

Claudia Ahumada Ballesteros
Diseño y formación de interiores

Datos para catalogación bibliográfica

Coordinadores: Justo Salvador Hernández Avilés, Eloisa Adriana Guerra Hernández, Raquel Mahetzi Cruz Gutiérrez, Luis Ángel Cortés Salazar.

Métodos limnológicos para el estudio de sistemas naturales y artificiales.

UNAM, FES Zaragoza, abril de 2025.

ISBN: 978-607-587-339-8.

Peso: 40.8 MB.

Diseño de portada: Carlos Raziel Leaños Castillo.
Formación de interiores: Claudia Ahumada Ballesteros.

Este libro fue dictaminado a través del Comité Editorial de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza y se aprobó en.

Programa de Apoyo a Proyectos para Innovar y Mejorar la Educación (PAPIME PE200821): “Desarrollo de material didáctico dentro de las tecnologías de la información y comunicación para la enseñanza en línea o mixta de la Ecología Acuática en la Carrera de Biología”.

DERECHOS RESERVADOS
Queda prohibida la reproducción o transmisión total o parcial del texto o las ilustraciones de la presente obra bajo cualesquiera formas, electrónicas o mecánicas, incluyendo fotocopiado, almacenamiento en algún sistema de recuperación de información, dispositivo de memoria digital o grabado sin el consentimiento previo y por escrito del editor.

Métodos limnológicos para el estudio de sistemas naturales y artificiales.

D.R. © Universidad Nacional Autónoma de México
Av. Universidad # 3000, Col. Universidad Nacional Autónoma de México, C.U.,
Alcaldía Coyoacán, C.P. 04510, Ciudad de México, México.

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza
Av. Guelatao # 66, Col. Ejército de Oriente,
Alcaldía Iztapalapa, C.P. 09230, Ciudad de México, México.

Contenido

Prólogo 7

Introducción. Sistemas acuáticos continentales: naturales y artificiales 9

Capítulo 1. Métodos para el estudio de los sistemas lénticos (lagos y embalses) 11

Características generales de los sistemas lénticos 12
Importancia de su estudio 16
Parámetros más relevantes para el estudio de sistemas lénticos 16
Parámetros morfométricos 16
Parámetros físicos 18
Parámetros químicos 19
Parámetros biológicos 21
Métodos de muestreo 22
Referencias 29

Capítulo 2. Métodos para el estudio de los sistemas lóticos (ríos, arroyos, canales y manantiales) 31

Sistemas lóticos 31
Características generales 32
Clasificación 33

Manantiales 33
Arroyos 35
Ríos 36
Muestreo 39
Fase 1. Definición y planeación. 40
Fase 2. Elección de sitios de muestreo 42
Fase 3. Definición de parámetros por analizar 45
Trabajo de campo 53
Parámetros hidrológicos 61
Referencias 66

Capítulo 3. Métodos para el estudio de sistemas productivos: Acuaponía 73
¿Qué es la acuaponía? 74
Técnica de película nutritiva NFT (Nutrient Film Technique) 77
Sistema de camas flotantes 78
Sistema de camas con grava 79
Producción en acuaponía 79
Variables físicas y químicas por considerar en un sistema acuapónico 80
Trabajo de campo y de laboratorio en un sistema acuapónico 83
Referencias 89

Capítulo 4. Trabajo y muestreo de aguas residuales en una planta de tratamiento 93
Características del agua residual 94
Agua residual doméstica 94
Agua residual industrial 95
Agua residual municipal 96
Agua residual agrícola 96
Plantas de tratamiento de agua residual 98
Pretratamiento 98
Tratamiento primario 98

Tratamiento secundario 98
Tratamiento terciario 98
Variables importantes en la calidad de agua 99
Total de Sólidos disueltos y suspendidos 99
Nutrientes 100
Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO5) 100
Demanda Química de Oxígeno (DQO) 100
Coliformes 100
Medidas de seguridad 101
Muestreo y trabajo de laboratorio 101
Referencias 105

Glosario 109

Resumen curricular de los autores 119

Prólogo

Este libro es producto del proyecto PAPIME PE200821, titulado “Desarrollo de material didáctico dentro de las tecnologías de la información y comunicación para la enseñanza en línea o mixta de la Ecología Acuática en la Carrera de Biología”. En esta publicación se presenta una revisión de los métodos de campo y laboratorio comúnmente utilizados para evaluar diferentes tipos de sistemas continentales. Se incluyen capítulos dedicados a los ambientes lénticos, lóticos, acuaponía y tratamiento ecológico de aguas residuales. Cada capítulo ofrece una caracterización general de los sistemas, destacando su importancia, y describe los parámetros morfométricos —cuando corresponda—, físicos, químicos y biológicos más relevantes para su estudio, junto con los métodos de muestreo utilizados en su evaluación.

Además, cada capítulo incorpora videos técnicos ilustrativos de los procedimientos de campo y laboratorio, elaborados mediante la participación conjunta de académicos y estudiantes como parte del mismo proyecto PAPIME. También se incluyen presentaciones y programas en R para realizar evaluaciones específicas, accesibles a través de vínculos en internet. Este material didáctico versátil está dirigido a estudiantes de pregrado y posgrado en disciplinas relacionadas, y cada capítulo se enriquece con videos educativos participativos que facilitan el aprendizaje de los métodos de muestreo y trabajo de laboratorio en estos ambientes, proporcionando un entendimiento más claro y práctico de los temas abordados.

Justo Salvador Hernández Avilés

Introducción
Sistemas acuáticos continentales: naturales y artificiales

Justo Salvador Hernández Avilés

Los sistemas acuáticos pueden clasificarse en marinos u oceánicos y continentales. La ciencia encargada del estudio de los sistemas acuáticos continentales es la limnología, término que etimológicamente se refiere a los lagos de origen natural; sin embargo, su alcance es más amplio, ya que también abarca la investigación de sistemas acuáticos con movimiento continuo, como corrientes o ríos de distinto orden de magnitud. Los sistemas acuáticos sin movimiento significativo se denominan lénticos, caracterizados por un movimiento limitado de la columna de agua en cubetas lacustres o reservorios. Por su parte, los sistemas con flujo continuo se conocen como lóticos, debido a su dinámica hidrológica establecida por un movimiento constante del agua.

Esta disciplina también incluye el estudio de sistemas acuáticos artificiales, tanto lénticos como lóticos, entre los que destacan los grandes embalses, comúnmente llamados presas en México, los cuales abarcan superficies que van desde decenas hasta cientos de hectáreas. Estos embalses constituyen importantes reservorios de agua en los cauces de los ríos y se utilizan para diversas actividades humanas, como la generación de energía eléctrica y el desarrollo de pesquerías. Por otro lado, los embalses menores, con una extensión inferior a 10 hectáreas, también conocidos como microembalses, adquieren relevancia al funcionar como centros de actividades productivas, tales como la agricultura, la ganadería y la acuacultura, ya sea en sistemas extensivos, semi-intensivos o intensivos. En algunos casos,

los sistemas acuícolas integran la hidroponía con el cultivo de hortalizas, permitiendo un manejo integral del recurso mediante el reciclaje del agua rica en nutrientes, proceso que se conoce como acuaponía.

Finalmente, la limnología incluye el estudio de sistemas diseñados para el tratamiento de aguas residuales, entre los que destacan los humedales artificiales. Estos sistemas, con un enfoque ecológico, buscan depurar aguas con cierto nivel de contaminación orgánica e inorgánica mediante el uso de macrófitas acuáticas, que captan nutrientes y desarrollan biomasa vegetal. Asimismo, las comunidades microbianas, principalmente bacterias asociadas con las raíces de las macrófitas o al sustrato donde se desarrollan, desempeñan un papel fundamental en la oxidación de la materia orgánica.

Capítulo 1
Métodos para el estudio de los sistemas lénticos (lagos y embalses)

Justo Salvador Hernández Avilés

El estudio de los sistemas lénticos (lagos y embalses) abarca la evaluación de diversos componentes: el geomorfológico, que define su origen; el morfométrico, que analiza la forma y las dimensiones del cuerpo de agua; el físico, que incluye parámetros como la luz y la temperatura, especialmente importantes en los procesos de producción primaria y la hidrodinámica del cuerpo de agua respectivamente; el químico, relacionado con los distintos materiales disueltos o particulados en la columna de agua, como gases, nutrientes, materia orgánica y otros elementos o compuestos que pueden afectar de manera significativa la calidad del agua, como los metales pesados. Todos estos factores influyen en el componente biológico, que comprende el plancton —formado por microorganismos de diferentes tamaños y funciones metabólicas específicas—, el necton, compuesto por organismos de mayor tamaño con capacidad de movimiento activo, y el bentos, que incluye a los organismos que viven en los sedimentos o están estrechamente ligados a ellos.

Características generales de los sistemas lénticos

Los sistemas lénticos son cuerpos de agua con movimiento limitado, como lagos y embalses, que presentan características asociadas con su origen geomorfológico. Aquellos formados por movimientos tectónicos se distinguen morfométricamente por sus grandes extensiones superficiales y su considerable profundidad, albergando algunos de los sistemas lacustres continentales más profundos del mundo, como el Baikal y el Tanganica. Estos lagos, además de ser muy antiguos —con varios millones de años de antigüedad—, han mantenido una prolongada estabilidad ambiental que ha propiciado una elevada diversificación biológica, con un alto número de especies endémicas (Tran et al., 2021). En México, un ejemplo de lago asociado con este origen es el lago de Chapala, ubicado entre los estados de Michoacán y Jalisco, considerado uno de los diez lagos tropicales someros más grandes del mundo.

Existen también sistemas lacustres de formas más definidas, similares a figuras geométricas, generados por la actividad volcánica. Un caso representativo son los lagos de tipo caldera, formados en la base de cráteres que se llenan de agua, principalmente por el deshielo de glaciares. Ejemplos de estos son los lagos del Sol y de la Luna, localizados en el cráter del Nevado de Toluca. Por otro lado, los lagos maar se originan a partir de erupciones volcánicas explosivas, cuando el magma en ascenso entra en contacto con el agua del manto freático. Estos lagos se distribuyen a lo largo del Eje Neovolcánico Transmexicano, destacando en las regiones de los Tuxtlas (Veracruz), la Cuenca Oriental (Puebla) y en los estados de Guanajuato y Michoacán. Los lagos cráter presentan formas regulares, como círculos, subcírculos o elipses, y perfiles batimétricos que asemejan conos truncados invertidos. Su desarrollo litoral es limitado debido a las pendientes pronunciadas cercanas a la línea de costa.

Otros lagos de origen volcánico se forman por el represamiento de ríos a causa de coladas de lava, lo que genera cuerpos de agua con formas irregulares y profundidades variables. Ejemplos destacados son los lagos de Pátzcuaro, Cuitzeo y Zirahuén, así como el conjunto de cuerpos acuáticos que conformaban el lago de la Luna en la época prehispánica en la Cuenca de México, el cual se formó tras la erupción del volcán Xitle, ubicado en la Sierra Ajusco-Chichinautzin. De este antiguo lago permanecen relictos como los canales de Xochimilco, de agua dulce, y el lago de Texcoco, de alta salinidad.

En zonas kársticas, donde predomina la disolución de rocas calcáreas, se generan cuerpos de agua de formas regulares, como los cenotes, aguadas y sartenejas de la Península de Yucatán. También existen lagos formados por denudación, como el lago de Metztitlán en Hidalgo, originado por el represamiento del cauce del río Venados tras un deslizamiento en la Sierra Madre Occidental, que dio lugar a un cuerpo de agua somero e irregular, con importantes variaciones de volumen a lo largo del año.

Asimismo, se han originado lagos por el deshielo de capas glaciares al final de la última glaciación. Un ejemplo de ello son los Grandes Lagos de Norteamérica, que constituyen el mayor volumen de agua dulce superficial del planeta, y, en México, las lagunas de Zempoala, en el estado de Morelos. Asociados con procesos hidrológicos, también se encuentran los deltas de sistemas fluviales, donde se forman lagunas de inundación, que constituyen humedales naturales someros caracterizados por fluctuaciones en su nivel de agua. Un ejemplo de este tipo de sistemas son los pantanos de Centla, en el estado de Tabasco.

Finalmente, en zonas semiáridas y áridas se encuentran los sistemas denominados lagos playa, cuerpos de agua de formas irregulares que se inundan durante la temporada de lluvias y se secan en el estiaje, por lo que se consideran ambientes fluctuantes. Un ejemplo de estos es la laguna de Totolcingo o Tequesquital, situada entre Puebla y Tlaxcala (De la Lanza & García-Calderón, 2002; De la Lanza, 2007).

Otro conjunto de cuerpos de agua lo constituyen los embalses o reservorios, conocidos en México como presas. Algunos de ellos son de gran tamaño, con áreas superficiales superiores a 10,000 hectáreas y profundidades máximas que superan los 100 metros. Estas estructuras son construidas por el ser humano a lo largo de los cauces principales de los ríos y presentan un diseño ingenieril que incluye una cubeta lacustre limitada por una cortina de varias decenas de metros de altura, lo que permite la acumulación y almacenamiento de grandes volúmenes de agua. En este sentido, estos sistemas comparten características tanto de los sistemas lénticos como de los lóticos (Arredondo et al., 2007).

Por ejemplo, en el sureste de México, sobre el río Grijalva, se encuentra la presa más grande del país, conocida como La Angostura, oficialmente denominada central hidroeléctrica ‘Belisario Domínguez’. También en el río Grijalva se localiza la presa Malpaso, o central hidroeléctrica ‘Nezahualcóyotl’, con niveles máximos extraordinarios de agua (NAME)

de 19,736 y 14,056 hectómetros cúbicos, respectivamente. En el río Balsas destaca la hidroeléctrica de Infiernillo, llamada oficialmente 'Adolfo López Mateos', con una capacidad de 12,164 hm^3, que se utiliza, además, para el control de avenidas. Por otro lado, en el río Papaloapan se encuentran la presa de Temazcal, llamada 'Miguel Alemán', y la presa de Cerro de Oro, conocida como 'Miguel de la Madrid Hurtado', con capacidades máximas de 8,119 y 4,400 hm^3, respectivamente (SEMARNAT, 2001).

Cabe destacar que en estos sistemas se han establecido pesquerías de tilapia y carpas, con rendimientos anuales de varios miles de toneladas.

En las zonas rurales se construyen pequeños reservorios denominados de diferentes formas de acuerdo con la región como bordos, jagüeyes o microembalses, los cuales son de dimensiones menores a 10 has y pocos metros de profundidad y que sirven para diferentes actividades agropecuarias y acuícolas locales (Hernández-Avilés et al. , 2007a) . En México, estos cuerpos de agua se han clasificado en función de los cambios en su volumen, asociados con la región climática en la que se encuentran en tres categorías: sistemas astáticos perennes, caracterizados por fluctuaciones de volumen que no llegan a provocar su secado, los cuales se ubican en zonas cálidas y templadas húmedas; sistemas astáticos estacionales, que se secan anualmente y se localizan en climas cálidos subhúmedos, áridos y semiáridos; y un grupo de transición, los sistemas astáticos semiperennes, presentes en regiones templadas subhúmedas (Hernández-Avilés et al. , 2007b).

Uno de los componentes más importantes que permite tipificar a un sistema lacustre es su estado trófico, el cual se define principalmente por los niveles de productividad primaria fitoplanctónica. Esta productividad está determinada por factores como la disponibilidad de luz, que puede verse afectada por la turbidez, ya sea de origen biogénico (provocada por el plancton) o abiogénico (debido a materiales terrígenos inorgánicos), así como por la concentración de nutrientes, especialmente las formas inorgánicas de nitrógeno y fósforo. En función de estos factores, se pueden distinguir cuerpos de agua con baja productividad, denominados ultraoligotróficos, que están limitados por una baja concentración de nutrientes, y sistemas extremadamente productivos o hipertróficos, los cuales están altamente enriquecidos con nutrientes. Entre ambos extremos existe un gradiente de variación que incluye los sistemas oligotróficos, mesotróficos y eutróficos (Fig. 1). El estado trófico, a su vez, influye en la diversidad biológica. En los extremos de productividad, la diversidad es mínima: en el primer caso, debido a la limitación de recursos, con pocas

especies y bajas abundancias, y en el segundo, debido al exceso de nutrientes, lo que favorece la dominancia de ciertas especies adaptadas a estas condiciones. La diversidad se maximiza en niveles intermedios de productividad primaria, los cuales favorecen una mayor riqueza de especies y un equilibrio en sus abundancias.

Figura 1

A) Lago oligotrófico Alchichica, B) lago mesotrófico Atexcac (ambos lagos cráter de tipo maar ubicados en el Estado de Puebla), C) lago eutrófico Xochimilco, D) Canal nacional hipertrófico (cuerpos de agua de la Ciudad de México). Conforme avanza el estado trófico de los lagos son más productivos cambiando de colores azules a verdes intensos.

Importancia de su estudio

Los sistemas lacustres son fundamentales para la disponibilidad de agua en las zonas continentales, ya que desempeñan un papel crucial en el equilibrio y la supervivencia de las diversas formas de vida que dependen directamente de ella. Esto incluye desde los organismos microscópicos involucrados en los ciclos biogeoquímicos que regulan la dinámica planetaria, hasta los macroorganismos que mantienen equilibrios establecidos por relaciones bióticas complejas. Estos últimos obtienen sus recursos alimentarios a través de interacciones depredador-presa, lo que genera una transferencia de carbono y un flujo de energía entre las especies. Además, la diversidad biológica en estos ambientes tiende a ser alta, especialmente la diversidad endémica, favorecida por el aislamiento geográfico que facilita altas tasas de diversificación. Sin embargo, esta diversidad es vulnerable a cambios drásticos, como la pérdida de volumen de agua y la contaminación, que pueden amenazar la estabilidad de estos ecosistemas.

Además, el agua es un recurso esencial para el desarrollo de las comunidades humanas, que dependen de ella para diversos usos, como el consumo directo, doméstico, agrícola, pecuario e industrial, así como para la generación de energía eléctrica en el caso de las grandes presas. Por ello, su disponibilidad y calidad son fundamentales para satisfacer la creciente demanda de este recurso.

Parámetros más relevantes para el estudio de sistemas lénticos

Parámetros morfométricos

Entre los parámetros más relevantes a estudiar en un sistema acuático lacustre se encuentran el área superficial, la profundidad y el volumen.

El área superficial determina la exposición directa a la energía radiante del sol, especialmente en su componente de luz visible, de la cual dependen directamente los fotoautótrofos, como microalgas, algas y macrófitas acuáticas. Se establece así una zona hasta donde llega el 1% de la radiación fotosintéticamente activa, lo que define la profundidad eufótica o

zona de producción. Por debajo de esta profundidad se encuentra la zona afótica, donde predominan los procesos de oxidación de la materia orgánica, principalmente por bacterias heterotróficas. Además, existen ondas de energía de mayor longitud, que se manifiestan en forma de calor y se distribuyen de manera diferencial a lo largo de la columna de agua. La hidrodinámica del sistema dependerá de su exposición a la acción del viento, lo que genera el movimiento horizontal de las masas de agua, produciendo movimientos ondulatorios superficiales y una transferencia de energía cinética hacia las profundidades del cuerpo de agua.

La profundidad del cuerpo de agua determina la distribución vertical de la temperatura. En cuerpos lo suficientemente profundos, se pueden generar procesos de mezcla cuando se alcanza una isoterma a lo largo de la columna, o bien se produce estratificación térmica, dando lugar a tres estratos claramente diferenciados. El epilimnion, situado en las capas superiores, se caracteriza por ser una zona cálida debido al calentamiento directo de los rayos solares sobre la superficie y por ser una capa de mezcla inducida por el viento. El metalimnion, en las profundidades intermedias, presenta un gradiente térmico con la profundidad. Por último, el hipolimnion corresponde con las zonas más profundas y frías, con escaso movimiento del agua.

La separación entre estos estratos está definida por una termoclina, que se encuentra en el metalimnion y es donde se observa la mayor variación térmica, con un cambio de temperatura de 0.3-0.5 °C por metro de profundidad, que puede llegar hasta 1 °C en regiones tropicales. También se establece un gradiente de densidad en el agua.

En estos estratos, la concentración de oxígeno disuelto varía. El epilimnion es óxico, el metalimnion presenta una oxiclina y en el hipolimnion los niveles de oxígeno disminuyen considerablemente, pudiendo llegar a condiciones anóxicas debido a la descomposición de la materia orgánica por parte de las bacterias. Esta estratificación térmica, que favorece la variabilidad química, influye en la distribución de los organismos, de acuerdo con sus tipos de metabolismo, movilidad y respuestas adaptativas.

En contraste, los cuerpos de agua poco profundos, con solo unos pocos metros de profundidad, tienden a mostrar una mayor homogenización debido a procesos de mezcla continua, lo que los clasifica como polimícticos. Este fenómeno favorece un intercambio más intenso de materiales entre la columna de agua y los sedimentos.

El volumen de un cuerpo de agua determina principalmente los procesos de dilución y concentración de materiales particulados y disueltos. Cuando este aumenta durante la época de lluvias, se favorece una menor concentración, mientras que durante el estiaje, cuando prevalece la evaporación, la concentración se incrementa. Además, un mayor volumen favorece condiciones de mayor estabilidad en el sistema, lo que a su vez permite la presencia de diversos nichos ecológicos y una mayor diversidad de especies.

Un parámetro morfométrico relevante es la profundidad media, que se calcula dividiendo el volumen total del lago entre su área superficial. Esta profundidad es un componente morfométrico integrador, asociado tanto con la productividad primaria como con los rendimientos pesqueros de los cuerpos de agua. La relación entre ambos tiende a ser inversa: los sistemas lacustres con menor profundidad media son altamente productivos, mientras que a medida que aumenta la profundidad media, disminuyen tanto la productividad como los rendimientos pesqueros.

Parámetros físicos

La luz, siendo un recurso esencial para los fotoautótrofos, es fundamental su estimación en el cuerpo de agua, al igual que la distribución vertical de la temperatura en la columna de agua, que condiciona los procesos de mezcla y estratificación.

La disponibilidad de luz en el cuerpo de agua depende de su absorción vertical, la cual disminuye de manera exponencial con la profundidad y está directamente relacionada con las entidades absorbentes. Así, se define una zona trofogénica o de producción, que se extiende desde la superficie hasta donde penetra el 1% de la luz solar incidente, conocida como la profundidad eufótica (Ze). Un punto de compensación donde la producción es igual a la respiración, cercana al límite inferior de la Ze. Por debajo de este nivel se encuentra la zona trofolítica, donde predominan los procesos de descomposición de la materia orgánica y la respiración es mayor. Esta zona se extiende por debajo del punto de compensación hasta el fondo del cuerpo acuático.

La variación de la temperatura del agua a lo largo del año, especialmente en las zonas tropicales o subtropicales, como en el caso de México, puede dar lugar a sistemas

caracterizados por temperaturas siempre superiores a los 4º C. En sistemas profundos, se registra un proceso de mezcla durante el invierno hemisférico y procesos de estratificación térmica el resto del año. Esta dinámica térmica se conoce como monomixis cálida, asociadas con las variaciones de temperatura ambiental a lo largo de las estaciones del año. Aunque estas variaciones no son tan marcadas como en las latitudes templadas, son suficientes para generar cambios temporales vinculados con la amplitud y profundidad de los estratos, y en el caso de la termoclina, incluso con su intensidad.

Otros sistemas someros corresponden al tipo polimíctico cálido, en los que a lo largo del día se pueden establecer gradientes de temperatura de varios grados centígrados. Sin embargo, estos gradientes suelen romperse durante la tarde o al anochecer, cuando el cambio en la temperatura ambiental y la acción del viento inducen mezclas continuas.

Parámetros químicos

Entre los parámetros químicos más relevantes se encuentran los gases disueltos, como el oxígeno y el dióxido de carbono, la alcalinidad, el pH, así como los materiales disueltos, que determinan el total de sólidos disueltos que condiciona la conductividad eléctrica, las durezas del agua y la concentración de nutrientes inorgánicos.

El oxígeno disuelto, como subproducto de la fotosíntesis, es un recurso esencial para los organismos heterotróficos con respiración aeróbica, mientras que el dióxido de carbono es el resultado de la respiración aeróbica, destacando en este proceso la oxidación bacteriana de la materia orgánica. La solubilidad de ambos gases en el agua depende de factores como la temperatura y la presión atmosférica, las cuales a su vez están directamente relacionadas con la altitud. Estos gases pueden encontrarse en diferentes niveles de saturación, desde condiciones subsaturadas, saturadas o sobresaturadas, lo que favorece los intercambios entre la columna de agua y la atmósfera.

En los sistemas lacustres, existe un balance de amortiguamiento del carbono inorgánico, conocido también como *buffer*, que impide cambios drásticos en el pH del agua. Este proceso comienza con la solubilidad del dióxido de carbono al ingresar a la columna de agua desde la atmósfera, favorecido por su elevada solubilidad. Al entrar en contacto con

el agua, el dióxido de carbono forma ácido carbónico, que se disocia en dos etapas: la primera forma bicarbonatos y libera iones hidrógeno, y la segunda genera carbonatos y iones hidrógeno. Este proceso define la alcalinidad asociada con bicarbonatos y carbonatos, que están directamente relacionados con el pH. Así, la disolución del dióxido de carbono y la formación de ácido carbónico ocurren en condiciones de pH ácido, la primera disociación se da en pH ligeramente alcalino y la segunda en pH altamente alcalino. De manera inversa, los carbonatos, al entrar en contacto con el agua, se transforman en bicarbonatos y liberan iones hidróxido, mientras que los bicarbonatos reaccionan con el agua para formar ácido carbónico, liberando iones hidróxido libres.

El total de sólidos disueltos (TSD) mide la concentración total de iones en el agua, siendo los aniones más abundantes los carbonatos, bicarbonatos, sulfatos y cloruros, mientras que los cationes dominantes son el calcio, el magnesio, el sodio y el potasio, con una concentración total inferior a 1 g/L. En los lagos salinos, considerados aquellos con una concentración superior a 3 g/L, se invierte el orden de abundancia de los iones mencionados, prevaleciendo los cloruros y el sodio. Un parámetro directamente relacionado con el TSD es la conductividad eléctrica, que mide el paso de una corriente a través de una solución iónica, de modo que, a partir de la estimación de uno de estos parámetros, se puede calcular el otro mediante una relación matemática o ses recalcula de acuerdo con el instrumento de medición que los vincula.

Las durezas del agua miden la formación de sales inorgánicas a partir de la componente iónica del agua, por lo que esta tiende a incrementarse conforme aumenta la concentración del total de sólidos disueltos. Se puede distinguir entre la dureza temporal, también entendida como la alcalinidad total, dada por las formas de carbonatos y bicarbonatos, y la dureza permanente, en la que prevalecen las sales de cloruros y sulfatos. Ambos tipos están ligados, en el primer caso, al calcio o al magnesio y, en el segundo, preferentemente al sodio.

Entre los nutrientes inorgánicos disueltos se encuentran las diferentes formas del nitrógeno, tanto oxidadas como reducidas: nitratos, nitritos y amonio. Los primeros son importantes por su utilización directa por los organismos autótrofos, mientras que los segundos actúan como formas intermedias en procesos tales como la nitrificación, la desasimilación de nitratos, la amonificación (tanto aerobia como anaerobia) y la desnitrificación. El amonio, por su parte, puede ser empleado en segundo término por los productores primarios o

ser uno de los productos finales de la descomposición de la materia orgánica a través del proceso de amonificación.

Otro nutriente de gran relevancia es el fósforo inorgánico disuelto, que es utilizado directamente por los productores primarios, pero también por bacterias heterotróficas u otros microorganismos con diferentes tipos de metabolismo.

Dado que el nitrógeno y el fósforo son los principales factores limitantes de la productividad primaria en los cuerpos de agua, su cuantificación es fundamental. En términos generales, se ha identificado que, en zonas tropicales, el nutriente limitante para el fitoplancton suele ser el nitrógeno o, en su caso, se presenta una colimitación de ambos nutrientes en cuerpos de agua de la meseta central mexicana (Hernández-Avilés et al., 2001). Esto contrasta con las latitudes templadas, donde el fósforo se considera el principal nutriente limitante.

Parámetros biológicos

Entre los parámetros biológicos más relevantes para la evaluación destacan la productividad primaria, la biomasa clorofílica y la abundancia planctónica.

La productividad primaria es un indicador directo del estado trófico de un sistema acuático lacustre, ya que, aunque en algunas ocasiones puedan existir altas concentraciones de nutrientes, estas pueden verse limitadas por la penetración de luz debido a una elevada turbidez abiogénica causada por arcillas, como ocurre en varios cuerpos de agua del centro del país, entre ellos el lago de Chapala (Dávalos-Lind & Lind, 2001). No obstante, existen sistemas acuáticos con altas concentraciones de nutrientes y una elevada turbidez biogénica, provocada por una alta tasa de renovación del plancton, lo que resulta en un estado eutrófico o hipertrófico.

La biomasa clorofílica, medida principalmente a través de la concentración de clorofila **a**, es también un buen indicador del estado trófico. Sin embargo, en algunas situaciones debe tenerse en cuenta que puede responder a fenómenos particulares, como es el caso de los máximos profundos de clorofila **a**, que tienden a acumularse en sistemas profundos poco productivos, cerca de las zonas metalimnéticas, resultado principalmente de los procesos

de sedimentación de las células del fitoplancton. Estas células no necesariamente son metabólicamente activas ni implican un estado trófico superior (Scofield et al., 2020).

La diversidad taxonómica o funcional del plancton, así como su abundancia absoluta y relativa, además de ser buenos indicadores del estado trófico y de la calidad del agua, reflejan la disponibilidad de recursos alimentarios para otros niveles tróficos y desempeñan un papel relevante en la transferencia de carbono, ya sea a través de la red trófica de pastoreo o del circuito microbiano (González-Schaff & Hernández-Avilés, 2019).

Métodos de muestreo

La determinación de los parámetros morfométricos mencionados anteriormente puede realizarse hoy en día mediante métodos de percepción remota, empleando sistemas de información geográfica. Dependiendo del tamaño del cuerpo de agua en estudio, es posible obtener una imagen que muestre su área superficial a una escala conocida y, por medio de la medición con un planímetro (Fig. 2), o utilizando técnicas como el conteo por cuadrícula o el método de corte y peso, calcular con precisión dicha área superficial (Torres-Orozco & García-Calderón, 1995).

Un ejemplo detallado sobre cómo delimitar una cuenca de drenaje, calcular su área y definir los límites de un sistema lacustre puede consultarse en el siguiente enlace: https://sites.google.com/view/curso-sig-ecologa-acutica/inicio.

Algunos parámetros morfométricos importantes, como el cálculo del volumen de un sistema lacustre, la elaboración de una curva hipsográfica relativa para evaluar el estado de madurez de un cuerpo de agua o el volumen de gravedad —definido como la profundidad a la que se encuentra el 50% del volumen total—, pueden calcularse utilizando herramientas desarrolladas en el entorno de programación R. Estos cálculos y gráficas pueden realizarse a través del siguiente enlace: https://sites.google.com/view/rutinas-morfometria-de-lagos/p%C3%A1gina-principal?authuser=1

Figura 2

Planímetro polar para medir áreas en un mapa batimétrico.

En algunos casos, se encuentra publicado el perfil batimétrico de un sistema lacustre (Fig. 3), lo que permite, a través de la elaboración de una curva hipsográfica, graficar las diferentes áreas en función de las profundidades de las isóbatas y calcular, por integración del área bajo la curva, el volumen del cuerpo de agua. Si no se dispone de esta información, en el campo, con la ayuda de una sondaleza (si se trata de un sistema relativamente pequeño) o de una ecosonda (para sistemas de mayores dimensiones), se pueden cuantificar las diferentes profundidades del cuerpo acuático mediante transectos. Con estos datos, se puede construir el mapa batimétrico y, posteriormente, estimar el volumen a través de la curva hipsográfica.

Una vez determinado el volumen del sistema lacustre y su área superficial, se puede estimar la profundidad media, que, como se mencionó anteriormente, es un parámetro morfométrico integrador.

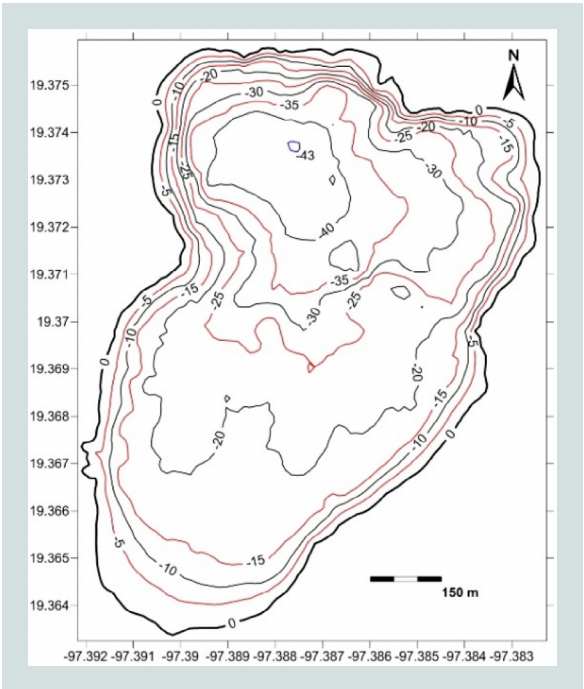


Figura 3

Mapa batimétrico del lago maar La Preciosa, en el Estado de Puebla.

La penetración de la luz en el cuerpo acuático puede estimarse de manera sencilla mediante un disco de Secchi, observando la profundidad en la que este instrumento aparece y desaparece en la columna de agua, tras ser sumergido y recuperado en un horario antes del mediodía desde la embarcación de muestreo. Además, existen instrumentos de medición como los fluorómetros de campo (PNF-300, Biospherical Instruments), que miden la cantidad de luz absorbida por la columna de agua a distintas profundidades. A partir de estos datos, es posible cuantificar hasta qué profundidad llega el 1% de la luz incidente, lo cual corresponde, por definición, a la zona eufótica. De manera análoga, utilizando una relación empírica entre la visibilidad al disco de Secchi y un coeficiente de absorción vertical, que varía entre 2.5 y 3.5 según el estado trófico esperado, también se puede calcular la profundidad eufótica (Ze) (Cole & Weihe, 2016).

La temperatura a lo largo de la columna de agua en sistemas profundos se puede medir en el campo utilizando un equipo multiparamétrico con precisión por cada metro de profundidad. Con estos datos, se construyen perfiles verticales que permiten determinar si el sistema está en mezcla o estratificado. En caso de estar estratificado, se pueden localizar los diferentes estratos y conocer la intensidad de la variación de temperatura por metro de profundidad en la termoclina. De manera análoga, este equipo también permite medir otros parámetros, como las diferentes profundidades del sitio de muestreo, la concentración de oxígeno disuelto, el pH, el potencial redox, el total de sólidos disueltos, la conductividad eléctrica y la clorofila a, siempre que se cuente con la sonda específica para tal fin (Fig. 4).

Figura 4

Equipo multiparamétrico para hacer determinaciones físicas como la incidencia de luz y temperatura, químicas como pH, conductividad, total de sólidos disueltos, conductividad eléctrica y potencial redox.

Si se trata de un sistema pequeño y somero, se pueden tomar muestras de agua con ayuda de una botella Van-Dorn (Fig. 5) y posteriormente cuantificar la temperatura y el oxígeno disuelto. Para ello, se coloca el agua en una botella de demanda bioquímica de oxígeno, evitando el burbujeo, y luego se miden ambos parámetros con un oxímetro, que también considera la temperatura como parte de la medición.

Para la determinación de otros parámetros químicos en el laboratorio, se deben tomar muestras de agua en el campo que permitan caracterizar adecuadamente la columna de agua, en función de los procesos de mezcla o estratificación. Esto se debe hacer considerando las profundidades definidas a través de los perfiles verticales de temperatura y oxígeno disuelto, así como las profundidades eufóticas, afóticas y las cercanas al fondo del sistema. Para conservar las muestras, estas se preservan en hieleras a temperaturas cercanas a 4 ºC, colocando hielo con sal.

Figura 5

Botella Van-Dorn para la toma de muestras de agua a diferentes profundidades del cuerpo acuático.

En el laboratorio se evalúan la mayoría de los parámetros químicos mediante métodos estandarizados, de acuerdo con manuales internacionales para el análisis de la calidad del agua, así como con las normas mexicanas oficiales vigentes. En el caso de la alcalinidad y la dureza, se deben realizar preferentemente *in situ*, utilizando técnicas colorimétricas que se valoran por titulación con un reactivo de concentración conocida. El pH y la conductividad eléctrica se medirán con un potenciómetro y un conductímetro de campo. En el laboratorio, se cuantificarán los nutrientes inorgánicos también por técnicas colorimétricas, utilizando un espectrofotómetro a longitudes de onda específicas, dependiendo del nutriente inorgánico en cuestión (Gómez-Márquez et al., 2014).

Un ejemplo de determinación química de los nitratos empleando una técnica analítica colorimétrica puede verse en el siguiente video: https://youtu.be/mc2jXBNarhc?si=fVtGyy9lVs9Ch1Dn

Para el plancton, se toman muestras con volúmenes específicos de acuerdo con el grupo considerado. Así, para el fitoplancton, se utiliza la botella Van-Dorn para recolectar un promedio de 400 mL de agua, que posteriormente se fija con acetato de Lugol. Para el bacterioplancton, se consideran 125 mL de muestra por profundidad, la cual se fija con formol al 2% y se filtra previamente a través de una membrana de policarbonato de 0.22 µm. Para el zooplancton, en sistemas profundos, se puede utilizar una trampa Shindler-Patalas de volumen conocido, que permite concentrar la muestra a un volumen de 250 mL, que se fija con formol al 4%. En el caso del fitoplancton y el zooplancton, también se pueden emplear redes de filtración; las muestras obtenidas se concentran posteriormente y se almacenan en un volumen conocido, ya fijadas con los reactivos mencionados anteriormente.

Para su observación en el laboratorio, el fitoplancton puede ser evaluado mediante el método de Üthermol, utilizando cámaras de sedimentación de diferente volumen, que posteriormente se analizan en un microscopio invertido a 40X o 100X (Fig. 6). El zooplancton se cuantifica en cámaras de conteo con alícuotas conocidas, empleando un estereoscopio o un microscopio óptico. En cuanto al bacterioplancton, se debe filtrar un volumen conocido a través de membranas de policarbonato de 0.22 µm, teñir el ADN con el fluorocromo DAPI y cuantificarlo a 100X en un microscopio de epifluorescencia (González Schaff & Hernández-Avilés, 2019).

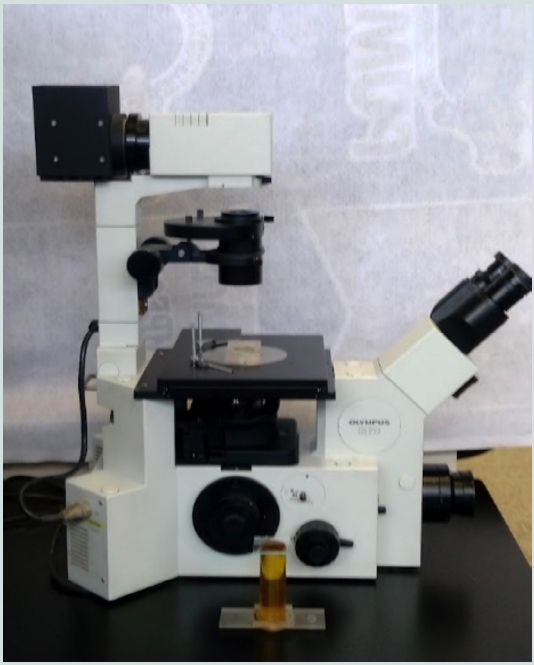


Figura 6

Microscopio invertido con cámara de sedimentación para evaluación del fitoplancton.

Una revisión esquemática de los procesos de muestreo en un sistema léntico puede revisarse en el video siguiente: https://youtu.be/xGY0vWwO4W8?si=PsAcKmSeLKvDV6ME

Referencias

Arredondo Figueroa , J. L., Díaz Z., G., & Ponce P., J. (2007). *Limnología de presas mexicanas. Aspectos teóricos y prácticos*. México: AGT Editor, S.A. .

Cole, T., & Weihe, P. (2016). *Texbook of Limnology* (Fifth edition ed.). Long Grove, Illinois: Waveland Press, Inc.

Dávalos-Lind, L., & Lind, O. T. (2001). Phytoplankton and bacterioplankton production and trophic relations in lake Chapala. En A. Hansen , & M. van Afferden, *The Lerma-Chapala Watershed*. (págs. 199-214). Boston: Springer. doi:10.1007/978-1-4615-0545-7_9

de la Lanza E., G. (2007). *Las aguas interiores de México. Conceptos y casos*. México: AGT Editor S. A. de C. V.

de la Lanza E. , G., & García-Calderón, J. L. (2002). *Lagos y Presas de México*. México: AGT Editor, S. A.

Gómez Márquez, J. L., Blancas A., G., Constanzo C., E., & Cervantes S., A. (2014). *Análisis de calidad de aguas naturales y residuales con aplicación a la microescala*. México: Universidad Nacional Autónoma de México. Facultad de Estudios Superiores Zaragoza.

González-Schaff, A., & Hernández-Avilés, J. S. (2019). *Métodos para el estudio de las comunidades planctónicas*. México: Universidad Nacional Autónoma de México.

Hernández-Avilés, J. S., Bernal-Brooks, F., Velarde , G., Ortíz , D., Lind , O., & Dávalos-Lind, L. (2001). The algal growth potential and algae growth-limitng nutrients for 30 of Mexico´s lakes and reservois. *Verh. Intern. Verin. Limnol.* (27), 3583-3588.

Hernández-Avilés, J. S., García-Calderón , J. L., Galindo de S., M. d., & Loera P. , J. (2007 a). Microembalses: una alternativa de la limnicultura. En G. De la Lanza Espino, *Las aguas interiores de México. Conceptos y Casos* (pág. 695). México: AGT Editor, S. A.

Hernández-Avilés, J. S.; García- Calderón, J. L.; De la Lanza E., G. (2007 b). A proposed limnological classification of small water bodies based on the climate, in a tropical region: México. *Investigaciones Geográficas, Boletín del Instituto de Geografía, UNAM* (64), 63-74.

Scofield, A. E., Watkins, J. M., Osantowski, E., & Rudstam, L. G. (2020). Deep chlorophyll maxima across a trophic state gradient: A case study in the Laurentian Great Lakes. *Limnology and Oceanography*, 65(10). https://doi.org/10.1002/lno.11464

SEMARNAT. (2001). *Compendio básico del agua en México*, 2002 . México: Comisión Nacional del Agua.

Torres-Orozco, R., & García-Calderón , J. L. (1995). *Introducción al manejo de datos limnológicos*. México: Universidad Autónoma Metropolitana Unidad Iztapala.

Tran, P. Q., Bachand, S. C., McIntyre, P. B., Kraemer, B. M., Vadeboncoeur, Y., Kimirei, I. A., Tamatamah, R., McMahon, K. D., & Anantharaman, K. (2021). Depth-discrete metagenomics reveals the roles of microbes in biogeochemical cycling in the tropical freshwater Lake Tanganyika. *ISME Journal*, 15(7), 1971–1986. https://doi.org/10.1038/s41396-021-00898-x

Capítulo 2
Métodos para el estudio de los sistemas lóticos (ríos, arroyos, canales y manantiales)

Eloisa Adriana Guerra-Hernández
Colaboradores: **Ingrid Jocelin Templos-Pérez**
Salomón García-Cervantes

Sistemas lóticos

El término lóticos hace referencia a aquellos cuerpos de agua que tienen como característica principal que sus aguas fluyen de manera rápida y constante con movimiento unidireccional cuesta abajo, donde el movimiento se modifica de acuerdo con la topografía, la pendiente, el tipo de roca, la permeabilidad, el espacio disponible y otros factores como la vegetación o la infraestructura para dar origen a los ríos, arroyos, canales y manantiales.

La presencia o nacimiento de estos cuerpos acuáticos que fluyen pendiente abajo y gradualmente se van uniendo unos con otros, dan como resultado una red de drenaje que se distribuye en un área del territorio y desemboca hacia un punto en común, denominada Cuenca hidrográfica.

La mayor parte del agua que fluye en estos sistemas tiene su origen en las escorrentías generadas a partir de las precipitaciones pluviales, el deshielo y la emergencia de aguas

subterráneas, corren por zonas impermeables y valles o áreas deprimidas del territorio, conforme descienden altitudinalmente, se conectan entre sí, formando una inmensa red que transporta agua y toda clase de materiales que incorpora en su recorrido.

Desde luego, no toda el agua de las escorrentías llega a las corrientes superficiales, durante su trayecto una porción del agua se percola o infiltra y recarga los mantos acuíferos, otra se evapora, una más es absorbida por la vegetación y sin lugar a duda otra porción es desviada o acumulada para usos diversos como la agricultura, abrevaderos para el ganado, lavado, etc.

A lo largo de su recorrido, el flujo hídrico va incorporando diferentes materiales que se disuelven en el agua o sus partículas o fragmentos se mantienen en la corriente, lo que hace que el agua cambie su apariencia, con disminución de su transparencia e incremento de su turbidez en función de los sólidos disueltos o en suspensión, compuestos o elementos químicos, detritos y microorganismos.

La interacción continua que se da entre las corrientes superficiales y la cuenca propicia la incorporación de material alóctono de origen orgánico e inorgánico, pero también de material autóctono de la zona riparia en función de la pendiente, la velocidad de corriente y el caudal, lo que representa la compleja dinámica de transporte de materia y energía, que se presenta en los sistemas lóticos.

Características generales

Los sistemas lóticos presentan flujo en una sola dirección y movimiento continuo, que propicia la incorporación de gases atmosféricos, siendo esto lo que favorece, que la concentración de oxígeno disuelto en ellos sea alta, aumentando más aún en las regiones de mayor altitud y bajas temperaturas. Los sistemas lóticos presentan diferentes zonas en función de la pendiente, la primera en zonas de pendiente alta, donde la topografía y geomorfología permite que el agua fluya muy rápido y el arrastre de materiales y sedimentos que pueden disolverse o quedar en suspensión es alto y la segunda es la de remansos y meandros donde la pendiente es menor, pero la profundidad es mayor y disminuye la velocidad de corriente lo que hace que se formen depósitos sedimentarios en el lecho del río.

Otro elemento fundamental en la compleja interacción que se presenta en estos ecosistemas es la biota que se encuentra en la ribera y la asociada al cauce, es el caso de la vegetación ribereña, hidrófitas, plancton, macro y micro invertebrados, moluscos o peces e inclusive los mamíferos que permanecen en la ribera o llegan ocasionalmente al área para abrevar, todos ellos se benefician del agua que fluye e interactúan con el vital líquido, a través de diferentes procesos como filtración, evaporación, absorción, exudación, depuración, etc.

Es importante resaltar que la morfología fluvial es resultado de los procesos de erosión, transporte y deposición de sedimentos en las diferentes ramas de la red hídrica y esto define el tipo de organismos que habitan y la funcionalidad del ecosistema.

Clasificación

Estos sistemas lóticos en función de sus dimensiones y características se dividen en:

Manantiales

Los manantiales son flujos naturales de agua, que afloran cuando la presión del acuífero impulsa el agua hacia la superficie o bien el nivel freático emerge, otro factor que favorece su surgimiento son las áreas con menor pendiente, a lo largo de laderas o al pie de cerros o montañas. El manantial puede surgir entre las rocas, en el suelo, en otro curso de agua o en un lago. Y en términos de hidrogeología se explica que el agua de los manantiales puede recargarse de flujos muy cercanos (locales), flujos situados a varios kilómetros, pero dentro de la misma cuenca (intermedios) o regionales que provienen de cuencas vecinas (Springer, A. & Stevens, L. 2009). Tienen como característica principal la pureza de su agua, lo que hace que estos sistemas acuáticos sean altamente cotizados y buscados por los habitantes de la localidad, agricultores, empresarios, comerciantes y embotelladoras.

Su magnitud es variable, desde el goteo continuo de las rocas o el suelo hasta caudales que dan origen a un arroyo, un río o un lago.

Clasificación de manantiales

1) *En función de su continuidad:*
   a. Permanentes aquellos que su flujo de agua se mantiene durante todo el año
   b. Intermitentes en los que el agua emerge solo en cierta época del año.
2) *De acuerdo con la fuerza que impulsa el agua para que fluya:*
   a. Por gravedad, en donde el agua desciende a través del suelo hasta una zona impermeable, a partir de donde fluye horizontalmente y emerge del suelo.
   b. Artesianos, la presión extrema en los acuíferos confinados hace que el flujo de agua tomé la dirección hacia donde hay una menor presión.
   c. De filtración, estos se encuentran en valles o depresiones en donde el agua del acuífero se filtra y va saliendo lentamente de la roca o el suelo.
   d. Tubular, fluyen a través de cuevas subterráneas formando canales de roca caliza que se erosiona y disuelve por la fuerza del agua, este tipo de sistemas varía mucho en sus dimensiones y pueden ser tan pequeños que son difíciles de localizar o con canales tan grandes que se puede caminar dentro de ellos.
   e. De fisura, surgen a través de grietas en el suelo, se utilizan como sistemas de aprovisionamiento de agua potable de manera frecuente.
3) Según su magnitud

Se han creado nueve clases que van desde el cero en el cual se consideran los manantiales en donde el agua no fluye hasta la octava magnitud en la cual se considera que el manantial puede proveer hasta 700 L por día (Alfaro, C., y Wallace M., 1994).

Tabla 1. Clasificación de manantiales según su magnitud.

Orden	Volumen	Unidades
Primera	>2,800	L seg^{-1}
Segunda	280 a 2,800	L seg^{-1}
Tercera	28 a 280	L seg^{-1}
Cuarta	6.3 a 28	L seg^{-1}
Quinta	0.63 a 6.3	L seg^{-1}
Sexta	63 a 630	mL seg^{-1}
Séptima	8 a 63	mL seg^{-1}
Octava	< 8	mL seg^{-1}
Cero	No fluye	mL seg^{-1}

Arroyos

Los arroyos son aquellos que mantienen un flujo suave, continuo y generalmente laminar, no suele tener afluentes, su cauce es estrecho y no se divide, son someros, sus orillas son angostas y comúnmente desembocan en otros arroyos o ríos incrementando el orden de la corriente. Su longitud, caudal y profundidad son bajos y debido a sus dimensiones reducidas, son más susceptibles a los cambios climáticos, su flujo puede cambia a lo largo del año e incluso pueden secarse temporalmente. Su origen puede ser a partir de escurrimientos de glaciares, manantiales de alta montaña o agua de lluvia.

En la mayoría de los casos presentan márgenes verticales conformados por suelo y sedimentos, su lecho tiende a ser rocoso y no son navegables. Sin embargo, estos cuerpos de agua llegan a ser gran parte de las aguas de una región y por su distribución conforman la base de la red hídrica que distribuye el agua en el territorio para beneficio de los ecosistemas y la población humana.

Clasificación de arroyos

Los arroyos se pueden clasificar tomando en cuenta sus características:

1) **Arroyos de cabecera** son aquellos, en donde tiene su origen el río y se encuentran en las zonas de mayor altitud.
2) En función de la duración de su caudal, se dividen en:
   a. **Arroyos perennes**, si sus aguas fluyen durante todo el año.
   b. **Arroyos intermitentes**, cuando fluyen solo durante algunas épocas del año.
   c. **Arroyos efímeros** cuando su flujo es únicamente después de un evento de lluvias.

Estos ecosistemas acuáticos albergan especies de insectos, plancton, peces, anfibios y favoreces la presencia de aves y mamíferos, además de permitir el crecimiento de epífitas, hierbas, arbustos y árboles por la humedad que les proporcionan.

Ríos

Los ríos son corrientes de agua superficiales que fluyen a partir de una zona elevada con pendientes pronunciadas hacia la zona de baja altitud y con menor pendiente por efecto de la gravedad y de la impermeabilidad del lecho. Los ríos pueden tener diferente originen como el deshielo, las emergencias de aguas subterránea o la escorrentía del agua de lluvia, estos flujos hídricos conforman pequeños arroyos que se van uniendo entre sí y generan corrientes de mayor envergadura y poco a poco recorren gran parte del territorio que forma la cuenca, con diferentes velocidades y distinto caudal. Esto hace que el flujo de agua adquiera una fuerza erosiva que le permite modelar el territorio en su trayectoria a su confluencia o desembocadura. Estos sistemas lóticos pueden unirse a otros, que pueden ser de diferente magnitud, o bien recorrer su camino para desembocar en el mar cuando la cuenca a la que pertenece es exorreica o a un lago cuando la cuenca es endorreica. Cuando el flujo natural del río es alterado o interrumpido para ser utilizado en distintas actividades humanas, se forman presas, embalses o canales.

Clasificación de ríos

Los ríos se pueden clasificar de muy diversas formas, en función de diferentes criterios, algunas de las más utilizadas son:

1. **Origen:**
   a. Ríos de origen glaciar: Se forman a partir del deshielo de glaciares.
   b. Ríos de origen pluvial: Se forman por la acumulación de aguas de lluvia en una cuenca hidrográfica.
   c. Ríos de origen kárstico: Se forman en zonas de terreno calcáreo, donde el agua se filtra a través de grietas y cuevas.
2. **Régimen de caudal:**
   a. Ríos de régimen nival: Su caudal está influenciado por el deshielo de la nieve.
   b. Ríos de régimen pluvial: Su caudal está influenciado por las precipitaciones.
   c. Ríos de régimen mixto: Su caudal está influenciado tanto por el deshielo como por las precipitaciones.
3. **Longitud:**
   a. Ríos principales: Son los ríos más largos de una región o continente.
   b. Ríos secundarios: Son afluentes de los ríos principales.
4. **Ubicación geográfica:**
   a. Ríos de montaña: Se encuentran en zonas montañosas.
   b. Ríos de llanura: Se localizan en valles o zonas llanas.
5. **Velocidad de corriente:**
   a. Ríos de corriente rápida: Son ríos con una alta velocidad de flujo de agua, generalmente asociados con zonas montañosas o pendientes pronunciadas.
   b. Ríos de corriente lenta: Son ríos con una velocidad de flujo más moderada, típicamente encontrados en zonas llanas o de menor pendiente.

6. **Caudal:**
    a. Ríos de caudal constante: Mantienen un flujo de agua relativamente estable a lo largo del año, independientemente de las condiciones climáticas.
    b. Ríos de caudal variable: Experimentan fluctuaciones significativas en su caudal debido a las estaciones del año, las precipitaciones o el deshielo.
7. **Temperatura:**
    a. Ríos de agua fría: Tienen una temperatura del agua relativamente baja, lo que puede deberse a su ubicación en zonas montañosas, a la influencia de corrientes frías o a la presencia de glaciares.
    b. Ríos de agua cálida: Tienen una temperatura del agua más elevada, generalmente asociada con zonas de clima cálido o a la influencia de corrientes cálidas.
8. **Vegetación circundante:**
    a. Ríos de ribera boscosa: Están rodeados de vegetación densa, como bosques, selvas o manglares, que proporcionan hábitats ricos en biodiversidad.
    b. Ríos de ribera despejada: Se caracterizan por tener poca vegetación en sus márgenes, lo que puede deberse a actividades humanas como la deforestación o la urbanización.

Estas clasificaciones adicionales nos permiten comprender mejor la diversidad de los ríos y sus características únicas en función de diferentes factores ambientales. Cada tipo de río tiene un papel importante en los ecosistemas acuáticos y en la provisión de servicios ecosistémicos para la biodiversidad y las comunidades humanas.

Según las estadísticas del agua en México 2021, el país cuenta con una red hidrográfica con longitud de 633 mil kilómetros, conformada por 51 ríos principales en 320 cuencas, que conducen un 87% del escurrimiento superficial y abarcan 65% del territorio nacional (CONAGUA, 2022). Debido a la topografía abundan los ríos cortos, con caudales bajos o medios y en su mayoría no navegables, sin embargo, la gran biodiversidad del país requiere de todos ellos para mantener las miles de especies que habitan en los diferentes biomas, para conservar la salud ecosistémica y humana. (Aguilar, 2003, Torres-Orozco, 2011, CONABIO, 2022).

Muestreo

El muestreo en sistemas lóticos difiere del que se realiza en otros sistemas acuáticos, debido a la gran variabilidad que estos sistemas poseen en función de sus características (Fig. 1). Por esta razón, tomar una muestra de agua en arroyos, ríos, manantiales o canales de forma adecuada, es prioritario para obtener resultados precisos en la determinación de parámetros hidrológicos y análisis de calidad de agua.

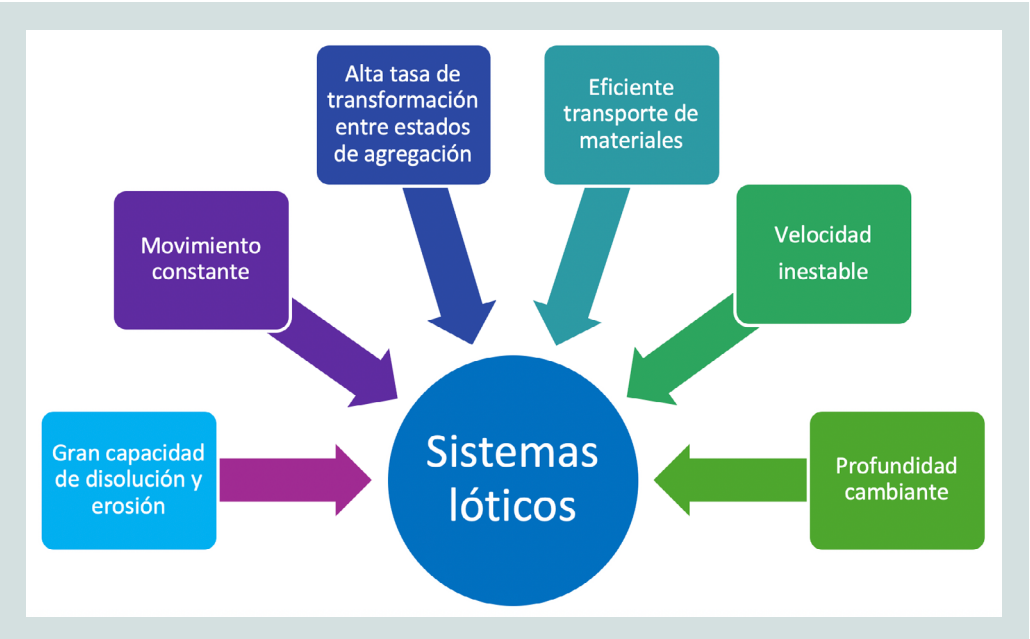


Figura 1

Características que imprimen gran variabilidad a los sistemas lóticos.

Fase 1. Definición y planeación

El muestreo se realiza en varias etapas que deben ajustarse tanto como sea posible a la realidad de eso dependerá el cumplimiento de los objetivos en el tiempo estipulado y con el presupuesto asignado (Fig. 2), lo que dará como resultado el éxito del proyecto

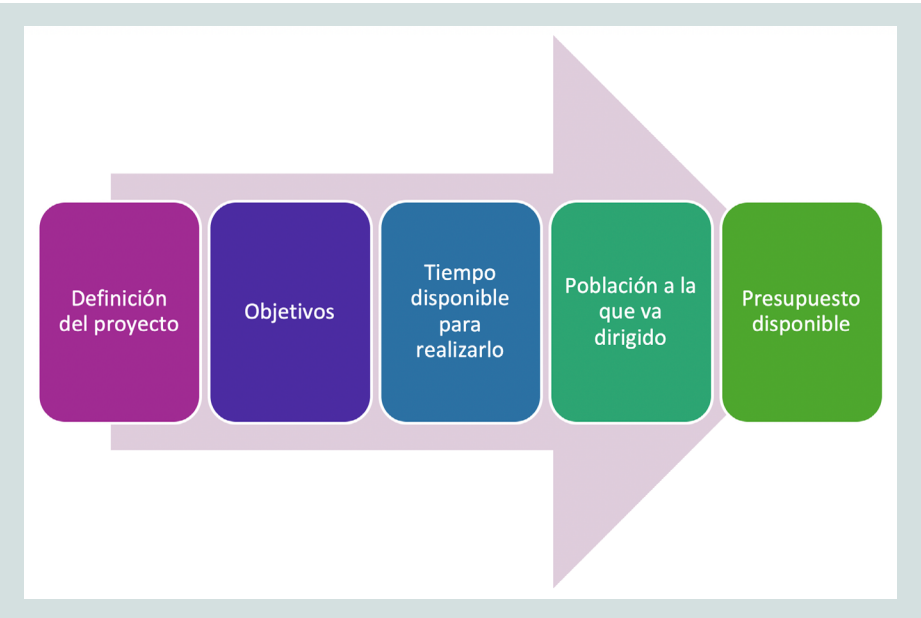


Figura 2

Etapas en el planteamiento del proyecto.

En el proyecto se debe tener en cuenta la normatividad aplicable y además de los objetivos, se debe definir de forma clara, lo siguiente:

- Variables por manejar en el proyecto
- Selección adecuada de los sitios de muestreo con base en el objetivo y variables

- Análisis físicos, químicos y biológicos que se van a realizar
- Volumen requerido para que las muestra sean representativas y suficientes
- Definición de cadena de custodia
- Etiquetado de muestras
- Preservación, conservación y análisis *in situ* de las muestras colectadas
- Transporte de las muestras al laboratorio

El tipo de variables que se establezcan permitirá hacer una selección adecuada de los sitios de estudio. Además, debe tenerse en cuenta, que el objetivo del muestreo es analizar una fracción representativa de un área específica o volumen del cuerpo acuático, o bien una porción representativa de todo el sistema, para definir el tamaño de la muestra y elegir el tipo de muestreo.

Para definir el volumen que se va a colectar de cada muestra se necesita conocer con precisión los análisis que se van a realizar, el volumen que se requiere para cada uno de ellos considerando las repeticiones, para que la colecta siempre sea de un volumen superior al requerido.

Después de haber sido colectadas, las muestras deben ser verificadas y etiquetadas de acuerdo con los lineamientos específicos del laboratorio, pero siempre registrando la fecha y hora del muestreo, la clave de la muestra y en caso de que vaya a destinarse para un análisis específico, también deberá anotarse y preservarse de acuerdo con el protocolo establecido. Siempre debe existir buena coordinación entre el personal que toma la muestra en campo, quien la preserva, conserva y traslada y el analista en el laboratorio; en los casos en que la misma persona realiza estas acciones, hay menor probabilidad de error, pero siempre hay que estar atento para evitar equivocaciones.

La toma de muestras debe cumplir con la normatividad vigente según la naturaleza u origen del agua que se va a colectar.

Video: Programación y trabajo de campo en sistemas.

Fase 2. Elección de sitios de muestreo

La elección adecuada de los sitios para realizar la toma de muestras es fundamental y siempre estará en función de los objetivos y de los recursos (físicos, financieros y humanos) con los que se cuenta, además del tiempo disponible. En primera instancia es importante hacer un reconocimiento de la zona primero en imágenes de satélite para identificar de manera general condiciones y accesibilidad al sitio, cobertura vegetal, existencia o ausencia de infraestructura cercana y de que tipo, identificar la red hidrográfica y con ello, la presencia de afluentes o efluentes y su geolocalización, con esta información podemos hacer una primera propuesta de los posibles sitios de muestreo, lo que finalmente se definirá con un recorrido en campo y la evaluación global de los factores que pueden estar alterando la calidad del agua del manantial, arroyo o río.

Es recomendable siempre planear el muestreo considerando tres diferentes escenarios.

1. La planeación considera el nivel de intensidad y frecuencia del muestreo en un panorama ideal en el que se cuenta con todo lo que se requiere.
2. La planeación de la campaña de muestreo debe tomar en cuenta todos los sitios necesarios y sus respectivas muestras en ubicación, profundidad y frecuencia para que se cumpla cabalmente con el objetivo del proyecto.
3. La planeación en el panorama menos favorable, pero en ocasiones el más frecuente, debe considerar elegir solo lo sitios indispensables y el número de muestras mínimo para lograr lo que se propuso en el proyecto.

Los sitios de muestreo se pueden clasificar de diferentes formas y elegirse según los alcances del proyecto.

En este caso se mencionan dos tipos de sitios:

Sitios integradores son elegidos para representar las condiciones y calidad del agua de cuencas heterogéneas, provenientes de diferentes fuentes, con diferentes usos de suelo e interacciones complejas en su entorno.

Sitios indicadores se eligen para representar las condiciones de calidad del agua de los arroyos en cuencas de menor tamaño, relativamente homogéneas y asociadas con entornos ambientales más específicos (Shelton L. R., 1994).

Cada proyecto en función de sus objetivos y de su duración deberá definir el tipo de sitios que requiere para su muestreo o si es necesario considerar ambos.

En los sistemas lóticos, generalmente los estudios se realizan en un área específica de manera continua donde se evalúan las características de afluentes y corriente principal (sitios indicadores) o bien a lo largo de un trayecto del río o de su longitud total, estableciendo los sitios de estudio, con base en tributarios y desviaciones del caudal principal, así como cambios en el ecosistema, en el paisaje, diferentes zonas del arroyo o río o bien en el uso del suelo, entre otros (sitios integradores).

Es importante para la toma de muestras considerar las dimensiones longitudinal, transversal, vertical y temporal, que influyen en la variabilidad de la calidad del agua en el río o arroyo, por lo que se recomienda:

a. Seleccionar varios sitios de muestreo a lo largo del trayecto del río bajo estudio para tener un panorama representativo de la calidad del agua del sistema.

b. Seleccionar zonas representativas con distinta altitud y grado de pendiente, así como diferente velocidad de corriente, de tal manera que las muestras permitan evaluar la variabilidad longitudinal del río.

c. Elegir áreas que pertenezcan a ambientes con diferente vegetación ribereña o diferentes usos de suelo, áreas con recepción de tributarios o afluentes y áreas alejadas de las confluencias, lo que permitirá evaluar las alteraciones, de acuerdo con la variabilidad transversal del río.

d. Si el río tiene una profundidad superior a 80 cm y se estima que pueden existir diferencias en el cauce, que den lugar a cambios en las características físicas, químicas o microbiológicas de la columna de agua, se recomienda tomar una muestra de superficie (0-30 cm) y otra de fondo (20 cm por arriba del sustrato del cauce); evitar las áreas con aguas estancadas o que formen remolinos, de esta forma obtendremos muestras que nos den información sobre la variabilidad vertical del sistema lótico.

e. Y finalmente de acuerdo con el propósito del proyecto, se pueden tomar muestras en una solo ocasión si se trata de un estudio prospectivo, o con cierta frecuencia, si se requiere hacer un estudio a lo largo del año, o un estudio de variación estacional (primavera, verano, otoño, invierno) o bien de variación entre las distintas épocas

(lluvia y estaje), esto nos proporcionará información para analizar la variabilidad en la dimensión temporal.

f. Por último, hay que tomar en cuenta la accesibilidad al sitio de muestreo y el equipo disponible que tenemos para llegar, la muestra y su representatividad y confiabilidad son requisitos imprescindibles, pero la seguridad del personal que toma la muestra debe ser siempre prioritaria.

Sin embargo, en todo momento debemos estar conscientes que la toma de cada muestra de agua es representativa para ese lugar y ese momento específicos, y que un segundo después o unos metros previos o posteriores al sitio elegido, las condiciones podrían cambiar de manera radical, ante algún evento inesperado.

Frecuencia del muestreo

La frecuencia del muestreo se podrá definir a partir de los objetivos y los datos históricos del sitio o localidad de estudio, ya que conocer la variabilidad que tiene el cuerpo acuático ayuda a definir cada que tiempo debemos de tomar muestras, ante poca variabilidad necesitaremos menos muestras de cada sitio, pero si existe una gran variabilidad en el cuerpo acuático habrá que considerar los factores que la generan y con base en esa información y los recursos disponibles podemos planear el muestreo. De esta manera habrá sitios que sería recomendable monitorear una vez cada semana, pero otros donde la información será confiable si se hace mensualmente o aquellos en donde se tomarán muestras solo en función de las épocas (lluvia y estiaje) o de las estaciones (primavera, verano, otoño, invierno).

En el caso de los arroyos y ríos un factor muy importante a considerar en la programación de los muestreos es su carácter permanente, intermitente o estacional.

S

Fase 3. Definición de parámetros por analizar

Los parámetros físicos, químicos o microbiológicos que se determinan en una muestra de agua, están definidos por las características del sistema, los objetivos que se persiguen pueden ser en el tenor del análisis global, del monitoreo, de la comparación con otros sistemas, o para definir la presencia de contaminantes de forma general o específica.

Existen diferentes tipos de evaluaciones de la calidad del agua según el tipo de investigación o estudio que se realiza, a continuación, se mencionan algunas (Shelton, 1994).

1. Básicas: se establecen en sitios fijos para determinar el comportamiento espacial y temporal de acuerdo con las condiciones hidrológicas y las fuentes contaminantes.
2. Intensivas: se realizan en sitios fijos para caracterizar la variabilidad estacional y transporte de materiales en el corto plazo para generar patrones estacionales.

En cualquiera de los casos hay parámetros básicos que por su utilidad y fácil determinación se recomienda registrar *in situ*, como son la temperatura, el pH, la conductividad y el oxígeno disuelto, ya que proporcionan información valiosa e inmediata sobre las condiciones del sistema acuático.

A través del tiempo se han establecido de forma convencional, por su factibilidad, parámetros físicos, químicos y biológicos que proporcionan la información y permiten su uso en índices de calidad, el número de parámetros a utilizar es muy variable y van desde cuatro parámetros básicos , hasta 32, en algunos cadoscomo los que se mencionan en el párrafo anterior, así como los sólidos en todas sus formas, la demanda química de oxígeno, la demanda bioquímica de oxígeno y los coliformes totales y fecales (Eckblad, 1978; Lind, 1974; Ros, 1979; Tortorelli y Hernández, 1995; Uddi y Olbert, 2021; Li y Li, 2024)

Sin embargo, los parámetros que se determinen estarán en función del uso que se les dará a los resultados, aunque siempre se recomienda hacer los análisis que se requieren, según las normas aplicables para el propósito que se persigue (piscicultura, riego, calidad ecológica, calidad para consumo, etc.).

Materiales para el muestreo

El material requerido para el muestreo debe prepararse con antelación, por ello se recomienda hacer una lista de todo lo necesario, que sea verificada al empacar todo el material y equipo para realizar el trabajo en campo y al finalizar este se verifica nuevamente, para que no olvidar nada.

A continuación, se presenta una lista del equipo y material básico para obtener muestras en ríos, arroyos o manantiales de forma confiable.

1. Indispensable es el uso de un Sistema de posicionamiento global (Global Posición System, GPS), que nos permita obtener las coordenadas precisas del sitio de muestreo y su altitud.
2. Libreta de tránsito o nivel, o bien hoja diseñada de forma específica para el trabajo en campo en donde se realizarán todos los registros.
3. Las anotaciones en la bitácora de campo se deben hacer con lápiz por lo que deben llevarse por lo menos tres lápices para evitar tener contratiempos por algo sencillo y fácil de prever.
4. Botellas o envases (polietileno, polipropileno o vidrio) según los requerimientos del análisis que se vaya a realizar, previamente lavadas en el laboratorio con solución libre de fosfatos o Extran diluido y enjuagarlas con solución al 7% de ácido nítrico (siempre y cuando no se vayan a utilizar para muestras de nitrógeno) y posteriormente enjuagar tres veces con agua destilada o desionizada.
5. Si es para análisis de oxígeno disuelto o demanda bioquímica de oxígeno se debe tomar en una botella de vidrio de borosilicato, de volumen conocido, con tapón esmerilado, su llenado debe realizarse sin el más mínimo burbujeo y de forma total de tal manera que al colocar el tapón salga el exceso de agua y la muestra quede libre de burbujas.
6. En el caso de las muestras para análisis microbiológico, estas se deben de tomar en botellas de vidrio con tapón esmerilado o botellas de polipropileno, previamente esterilizadas o bien con bolsas estériles.
7. Hielera grande para almacenar las muestras con hielo a una temperatura aproximada de 4° C.

8. Hielera mediana con reactivos para calibración de equipo y preservación de muestras.
9. Equipo digital para medir temperatura del agua, pH, conductividad y sólidos totales disueltos y oxígeno disuelto que son los parámetros básicos que se registran en campo.
10. Cintas métricas de 10 y 30 m para la medición del ancho del río.
11. Limnímetro o regla de 1.5 a 2 m, para medir la profundidad en sistemas someros.
12. Disco o tubo de Secchi para medir la transparencia del agua.
13. Correntómetro o flujómetro para registrar la velocidad de corriente y en caso de no contar con este equipo, se pueden usar objetos o cápsulas de flotación que sean transportados por la corriente a lo largo de un transecto. Se requieren los flotadores o cápsulas flotantes, cinta métrica para medir la longitud del transecto y cronómetro para medir el tiempo del trayecto del flotador.
14. Botella para toma de muestras de agua según el tipo de sistema acuático.

Video: Programación y trabajo de campo en sistemas.

Las muestras de agua pueden ser tomadas de diferentes formas según las características del cuerpo acuático. Las muestras manuales se pueden tomar de manera directa generalmente a nivel superficial, con una botella *ad hoc* al parámetro a analizar (Fig. 3). Siempre debe evitar tocar el interior, el borde o la tapa de la botella para no contaminar la muestra.

En caso de tomar muestras en arroyos o ríos contaminados debe usarse guantes, asimismo se debe recordar que la preservación de la seguridad, salud e integridad física de las personas que llevan a cabo la actividad es lo más importante (Fig. 3).

Si la muestra debe permanecer sin exposición a la luz, para evitar actividad fotosintética, debe tomarse preferentemente en botellas de vidrio ámbar y de ser posible recubrirlas en el exterior, para evitar el paso de luz. Si las muestras son para análisis de material orgánico, deben conservarse en botellas de vidrio, con un lavado previo con acidificación. Por lo tanto, para cada tipo de análisis hay que revisar las especificaciones y consultar con el personal del laboratorio, para evitar cualquier equivocación en la toma y conservación de la muestra, ya que algunos análisis requieren un tratamiento especial.

Figura 3

Toma de muestra manual en un arroyo contaminado.

Botellas especializadas

Van Dorn:

Este tipo de botella puede encontrarse de forma horizontal o vertical y es utilizada para tomar muestras de agua de diferentes niveles de la columna de agua, de gran utilidad para sistemas estratificados (Fig. 4).

Fabricada con tubo de PVC o acrílico transparente sumamente robusto, con un sistema de doble cierre hermético que se activa por un mensajero que libera las tapas para el cierre de la botella. Se puede equipar adicionalmente con aletas de dirección para estabilizar la botella en aguas con fuerte corriente.

Figura 4

Uso de la botella Van Dorn, para obtención de muestra en un río con flujo laminar.

Nansen y Niskin:

Diseñadas para tomar la muestra de agua de forma vertical, la primera de este tipo fue desarrollada por Fritjof Nansen, del cual toma su nombre y consiste en un cilindro de metal con dos mecanismos de cierre que rotan en ambos extremos (Fig. 5 y 6). La botella vertical, se introduce a la profundidad deseada abierta en ambos extremos y del extremo superior de la botella se suelta el cable y la botella se invierte por su propio peso, las válvulas cierran los extremos del cilindro y la muestra de agua queda contenida en el cilindro que se lleva hacia la superficie. Las botellas Niskin (Fig. 6), incorporan dos modificaciones importantes a la de Nansen (Fig. 5). El cilindro se fabrica de plástico, lo cual elimina la reacción química entre la botella y la muestra de agua. Su mecanismo de cierre no requiere más hacer girar la botella; las válvulas o tapas son mantenidas abiertas por cordones y cerradas por una banda elástica que corre por dentro de la botella. Puesto que la botella Niskin es fijada

en el cable en dos puntos en vez de uno, esto hace más fácil aumentar su volumen de muestra. Las botellas Niskin de diversos tamaños se utilizan para la toma de muestras de agua de gran profundidad y donde se requiere tomar muestra en diferentes estratos, pueden ser colocadas en una roseta, en donde se programa el cierre remoto de cada una a una profundidad específica.

Figura 5
Botella Nansen Britannica (2014).

Figura 6
Botella Niskin de diferente volumen INNOVA (oceanografialitoral.com)2024

Bitácora de campo / Hoja de registro de datos

El registro de todas las actividades y observaciones que se realizan en campo durante la visita a cada sitio es muy importante y proporciona información valiosa sobre el entorno y la percepción en ese momento o bien las ideas o preguntas que surgen a partir de esa valoración en el lugar de estudio. El uso de una libreta o bitácora de campo se remonta

a los primeros naturalistas, que anotaban sus observaciones, inferencias o deducciones y dejaron un registro de ello. La tecnología ha avanzado y ahora además se cuenta con un sin número de fotografías del lugar y observaciones que se anotan de forma digital, sin embargo, el uso de una libreta de campo sigue siendo fundamental, ya que la señal de red no llega a todos los lugares, el consumo de las baterías en zonas de mayor altitud es mucho más alto, lo que puede ocasionar que nos quedemos sin batería o señal y no se puedan registrar las observaciones y comentarios pertinentes en un dispositivo digital.

Las anotaciones registradas *in situ*, deben hacerse de forma sistemática y anotar aquellas observaciones o detalles que parezcan significativos al llevar a cabo el procesamiento y análisis de la información.

Se recomienda que la libreta de campo sea de un tamaño pequeño o medio, de tal manera que pueda ser manejable, a veces inclusive con una sola mano, con pasta dura y cubierta plastificada, para protección en caso de que llegue a ser salpicada por el agua, para evitar dañar la información colectada.

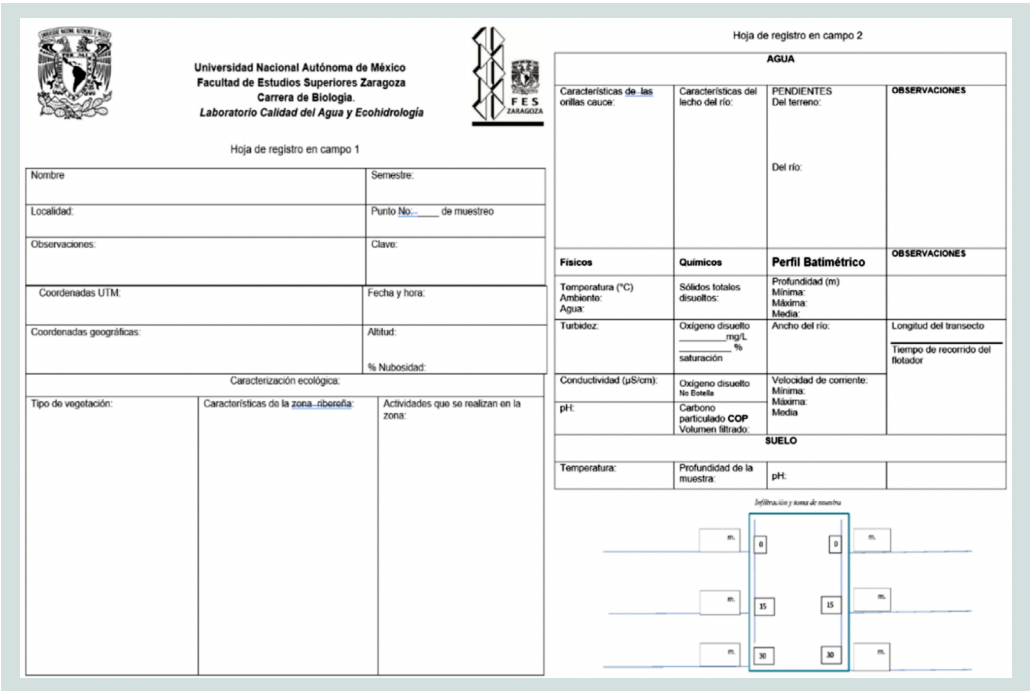
Las libretas de tránsito o nivel cumplen con la función por su tamaño y cobertura y facilidad de manejo, por eso se recomiendan; existen en el mercado libretas con papel rain, para anotar a la intemperie incluso en un proceso de lluvia, con pastas duras de polietileno, pero representan un mayor costo (Ejemplo: Rite In The Rain 200 1/2 Six Ring Field Round Binder). Las anotaciones deben hacerse con lápiz, para evitar que el agua borre, o desvanezca la tinta y se pierda información.

En las primeras páginas deben anotarse los datos personales que sean útiles para entregarla a su dueño en caso de extravío y para cada sitio de estudio debe registrarse de forma sistematizada, fecha y hora de llegada, nombre de la localidad y del sitio de muestreo, datos de georreferencia obtenidos mediante el GPS, altitud, condiciones meteorológicas (nubosidad, lluvia, incidencia de luz solar, viento, dirección del viento. Presencia o ausencia de vegetación en la zona ribereña, elementos que constituyen la vegetación y de ser posible tipo de vegetación, fauna, huellas o evidencia de su presencia y observaciones sobre alteraciones evidentes en el agua y el suelo del lugar de estudio

Es importante caracterizar la zona de estudio, hacer el registro de todas las mediciones efectuadas en el lugar, como parámetros físicos y químicos e hidrológicos y todos aquellos

que sean necesarios para la investigación o proyecto. En algunas ocasiones para realizar este levantamiento de datos de forma más ordenada y sistematizada se puede generar una hoja de información de campo específica, con lo que se necesita anotar para el proyecto y evitar que algunos de los datos imprescindibles no sean registrados. Preferentemente, ya con el diseño e impresión de las hojas se debe conformar una libreta que cumpla con las características mencionadas previamente.

A continuación, se muestra el diseño de una hoja de Registro de campo para cada sitio de muestreo (Fig. 5), elaborada en el Laboratorio de Calidad del Agua y Ecohidrología de la FES Zaragoza para sistematizar los datos que se registran de forma regular, si olvidar que debe considerarse una hoja adicional para agregar comentarios u observaciones.



Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Estudios Superiores Zaragoza
Carrera de Biología.
Laboratorio Calidad del Agua y Ecohidrología

Hoja de registro en campo 1

Nombre	Semestre:
Localidad:	Punto No.: ____ de muestreo
Observaciones:	Clave:
Coordenadas UTM:	Fecha y hora:
Coordenadas geográficas:	Altitud: % Nubosidad:

Caracterización ecológica:

Tipo de vegetación:	Características de la zona ribereña:	Actividades que se realizan en la zona:

Hoja de registro en campo 2

AGUA			
Características de las orillas cauce:	Características del lecho del río:	PENDIENTES Del terreno: Del río:	OBSERVACIONES
Físicos	**Químicos**	**Perfil Batimétrico**	OBSERVACIONES
Temperatura (°C) Ambiente: Agua:	Sólidos totales disueltos:	Profundidad (m) Mínima: Máxima: Media:	
Turbidez:	Oxígeno disuelto _____mg/L _____ % saturación	Ancho del río:	Longitud del transecto Tiempo de recorrido del flotador
Conductividad (µS/cm):	Oxígeno disuelto No Botella	Velocidad de corriente: Mínima: Máxima: Media	
pH:	Carbono particulado **COP** Volumen filtrado:		
SUELO			
Temperatura:	Profundidad de la muestra:	pH:	

Figura 7

Hoja de registro de datos en campo.

Elaboración: Laboratorio de Calidad del agua y Ecohidrología, FES Zaragoza.

Trabajo de campo

Caracterización de la zona de estudio

Con la finalidad de preservar y garantizar los servicios ecosistémicos, magnificar sus beneficios e incluso en muchos casos generar ingresos económicos, todos los estudios e investigaciones ambientales están enfocados para conocer, identificar o transformar procesos que se llevan a cabo en los ecosistemas, en donde interaccionan de forma continua diferentes factores físicos, químicos y biológicos. Por lo tanto, hablar de calidad ambiental toma relevancia al relacionar las características que prevalecen en el ambiente con la disponibilidad y facilidad de acceso a diferentes recursos naturales o bien su deterioro por factores intrínsecos o extrínsecos (Vighi *et al*., 2006). Así la conservación de los elementos del ecosistema permite el desempeño y funcionalidad adecuada para la sostenibilidad de la vida (Kristensen, P. et al., 2018).

Previo a la visita al sitio de estudio, debe hacerse una investigación bibliográfica para recabar información sobre aspectos geológicos, climáticos, hidrológicos, edáficos, sobre la vegetación, el uso de suelo, etc., que permita realizar un diagnóstico previo de las condiciones. Es recomendable una escala regional (fotomapas, fotografía aérea, 1:20 000) pero puede utilizarse la escala 1:50 000, que ha publicado INEGI.

Para llevar a cabo la caracterización ecológica de un sitio debe hacerse una descripción detallada de las características distintivas del sitio y una evaluación cuantitativa de factores bióticos y abióticos, características geomorfológicas, fisiográficas, de vegetación y actividades que se realizan en el entorno inmediato, así como aguas arriba y aguas abajo, y de los aspectos que resaltan o distinguen al sistema acuático y terrestre del lugar con el fin de analizar su relación e identificar los impactos en el ecosistema, que repercuten directamente en la flora, la fauna y demás organismos que coexisten en el hábitat.

La caracterización debe proporcionar una descripción cualitativa y cuantitativa de los elementos ambientales lo que definirá el estado en que se encuentran o su calidad global, que estará en función de la calidad de agua, suelo y aire que al interactuar con los elementos geomorfológicos determinan la estructura y composición de la vegetación en el área en general y en la zona de ribera en particular.

En el registro de esta caracterización se deberá incluir el nombre de la localidad, las coordenadas geográficas, la altitud, el tipo de vegetación y en la medida de lo posible

su estado de conservación, la unidad del paisaje, material parental, relieve (pendiente y exposición) y algunos elementos del tiempo como nubosidad, humedad, temperatura.

Muestreo en el sitio de estudio

Cuando se ha definido un proyecto que requiere analizar muestras de agua, se debe, saber que realizar un muestreo es una gran responsabilidad, en la cuál va implícita la representatividad de la muestra o muestras, la conservación y transporte adecuado para la obtención de datos confiables, de lo cual depende el resultado del proyecto.

Los cuidados necesarios al tomar una muestra deben iniciar con el tipo y limpieza del envase, la forma de tomar la muestra, la zona y profundidad, el pretratamiento, conservación y traslado adecuados. El costo económico y de trabajo humano para la correcta toma de muestras es alto, y debe optimizarse.

Desde luego que todas estas precauciones están en función de los análisis que se llevarán a cabo, de tal manera que la muestra no sufra cambios significativos entre el momento en que fue tomada y en el que es analizada. De no ser así y en los casos que por causas ajenas hay alteraciones en las muestras debe valorarse la factibilidad de llevar a cabo los análisis, ya que no serán representativos y será un gasto de recursos del cual no se obtendrá información confiable.

La forma y volumen de recolecta de las muestras se realiza de acuerdo con los parámetros que se van a determinar en el agua, ya sean físicos, químicos o microbiológicos.

Por lo tanto, el primer paso para un adecuado muestreo requiere precisar los objetivos y sus alcances, y posteriormente conocer la normatividad vigente para estas determinaciones a nivel nacional e internacional. (NMXs; APHA (2017); Simmons K., 2023))

La responsabilidad de la toma de muestras y su adecuada conservación y transporte recae directamente sobre los miembros asignados al equipo de muestreo y esto es fundamental para obtener representatividad y precisión en los datos de los análisis físicos, químicos o microbiológicos.

Una muestra de agua debe cumplir con las siguientes consideraciones: Colectar un volumen de agua representativo del sitio de estudio, en un envase que no altere o modifique la composición de la muestra que se van a analizar. Es difícil que una sola muestra cumpla con esta condición para todos los parámetros, ya que algunas veces se debe evitar la aireación, otras la luz, para algunas muestras serán más adecuados los envases de polietileno o polipropileno y para otras los de vidrio, por esta razón en la mayoría de las ocasiones deben tomarse varias muestras y conservarse de forma específica al parámetro que se analizará, y en otras ocasiones convendrá más hacer una filtración en campo y conservar la membrana con el material filtrado, etc.

El tipo y material del envase o botella para la colecta para obtener buenos resultados, se incluye en la tabla1, propuesta por APHA (2017), para el tipo de envase, la preservación, conservación (Fig. 8) y tiempo estimado para hacer el análisis y obtener resultados confiables (Anexo 1).

Figura 8

Fijación de muestras para su preservación en el traslado al laboratorio.

Video: Programación y trabajo de campo en sistemas lóticos

Determinaciones *in situ*

Para una colecta ordenada y de forma sistematizada a fin de evitar errores es necesario llevar todos los instrumentos o equipo necesarios para las determinaciones en campo, la toma de muestras, la preservación y conservación, así como lo que se requiere para el almacenamiento y traslado.

Se recomienda tener un listado antes de la salida a campo del material requerido (equipo, instrumentos, envases, reactivos, agua destilada, baterías, lámparas, etiquetas, masking tape, libreta de campo, etc.) y hacer el empacado, con la verificación del listado.

Después de la caracterización del lugar y la selección del punto o puntos de muestreo en el sitio de estudio, debemos de colocar nuestro equipo y material en un sitio seguro donde no corra riesgo de inundación, ni de caída hacia el río, y se tenga de forma accesible para manipularlo.

Posteriormente se realizan las mediciones de los parámetros de campo que se requieran, como temperatura ambiental y del agua, pH, pOR (potencial óxido-reducción), conductividad, sólidos disueltos, salinidad, oxígeno disuelto (Fig.9) y aquellos que tengan sensores de campo disponibles. Las muestras de agua se deben tomar en un lugar río arriba del sitio donde se hizo el registro de los parámetros *in situ*, para evitar alguna alteración.

Toma de muestras

La toma de muestras se puede realizar de diferentes formas:

Manual: Este tipo de muestreo no requiere equipo especializado, únicamente el tipo de botella con la que se va a tomar la muestra y los envases adecuados a las determinaciones que se llevaran a cabo, sin embargo, para programas de muestreo a gran escala o de rutina se requiere mucho tiempo y resulta muy costoso, por el número de horas hombre. Cuando no es necesario equipo especializado, la toma de muestra se hace directamente en la zona superficial del sistema acuático, a profundidades entre 10 y 30 cm.

Figura 9

Determinaciones in situ: Oxígeno disuelto, pH, conductividad, etc.

Figura 10

Toma de muestra de agua.

También se puede considerar, el uso de botellas especializadas lo que permite hacer más eficiente el muestreo y en caso de requerirlo tomar muestras a diferentes profundidades La toma de muestras a diferentes profundidades, lo que se recomienda para muestreos extensivos y periódicos, sin embargo, no se recomienda cuando se precisan muestreos intensivos o a gran escala, por el costo económico y el tiempo requerido.

Automática: El equipo de muestreo automático hace posible que las muestras se adquieran con la frecuencia establecida, eliminando errores humanos en la toma y cronometraje, es necesario elegir un sistema automatizado de bombeo que no altere las propiedades de la muestra y siempre debe revisarse la limpieza de los envases y el sistema de colecta y transferencia. Si la muestra es para diferentes análisis la programación debe incluir los diferentes tipos de envases. Normalmente se utiliza para la toma de muestras de agua potable, aguas residuales o industriales para la toma de muestras a gran escala, se recomienda un sistema automatizado.

Dado que existen diferentes casos para la toma de muestras, no hay reglas generales, pero sí recomendaciones que se deben tomar en cuenta para manantiales, arroyos o ríos:

Video: Programación y trabajo de campo en sistemas.

1. El muestreo no debe realizarse por una sola persona, siempre debe ir acompañado de por lo menos un colaborador para recibirle las botellas, estar al pendiente de un cambio en las condiciones como puede ser el incremento del caudal o una avenida, el arrastre de material en gran cantidad por el río, un desgajamiento o desprendimiento de la orilla.
2. Siempre debe hacerse una revisión de las condiciones del lugar, los posibles riesgos y planear el retiro rápido y seguro ante cualquier eventualidad
3. Elija el lugar para tomar la muestra si es simple o los diferentes puntos en caso de ser una muestra compuesta, ya sea a lo largo de un transecto o en la sección transversal.
4. Las muestras de agua deben colectarse con cuidado extremo, antes de que el caudal o el fondo del cauce sea agitado o perturbado por la introducción de equipos o mediciones al interior del sistema acuático, en caso de que esto llegará a suceder las muestras de agua se pueden tomar algunos metros aguas arriba.

5. Cuando es posible se debe tomar la muestra de la parte media del cauce, colocándose sobre una roca o en caso de sistemas someros colocándose en un sitio seguro para ello o bien con el uso de una extensión para el llenado de las botellas; si esto no es posible, la toma se puede hacer desde el borde marginal y tratando de tomar la muestra lo más alejado de la orilla posible (Danielson T.J., 2014).

6. En los ríos, es recomendable tomar muestras de agua compuestas de diferentes puntos en la sección transversal, que considere el flujo de la parte media del río y los flujos de las orillas, que corren a velocidades diferentes, y presentan procesos de fricción e incorporación de materiales y conectividad vertical distintos.

7. Si la muestra se toma en un río con un proceso de mezcla continuo, se puede realizar un muestreo simple y esta será representativa.

8. Es básico asegurar que las botellas para la toma de muestras estén perfectamente limpias, de acuerdo con el tipo de parámetro que se va a analizar. (Por ejemplo, para compuestos orgánicos o metales pesados haber lavado con extran diluido, haber dejado 1 o 2 horas en agua acidificada y posteriormente haber enjuagado con abundante agua destilada). Una vez en el sitio de muestreo deben enjuagarse o purgarse dos o tres veces con el agua del sitio y posteriormente tomar la muestra.

9. Para tomar la muestra, es necesario introducir la boca de la botella en el mismo sentido que fluye la corriente, para minimizar la perturbación de la muestra, ya que al hacerlo a contracorriente el flujo choca con la boca de la botella y produce agitación excesiva.

10. Siempre se debe evitar tocar el interior, el borde o la tapa de la botella para no contaminar la muestra.

11. La muestra para determinación de alcalinidad debe llenarse al tope y evitar dejar espacio libre ya que CO_2 almacenado podría alterar el equilibrio Carbonatos -Bicarbonatos-Dióxido de carbono.

12. En el caso de la toma de muestras para oxígeno disuelto y demanda bioquímica de oxígeno, se realiza con botellas DBO, con tapón esmerilado, no debe existir formación de burbujas al tomar la muestra y la botella debe llenarse hasta el borde, para que al colocar el tapón salga el exceso, no quede aire en la botella y se cierre de forma hermética. Si la muestra es para oxígeno disuelto se debe analizar *in situ,*

con el método de Winkler. Si la muestra es para DBO se debe cubrir la botella para evitar que le dé la luz y conservarla a 20 °C.

13. Si la muestra debe permanecer sin exposición a la luz, para evitar actividad fotosintética, debe tomarse preferentemente en botellas de vidrio ámbar y de ser posible recubrirlas en el exterior, para evitar el paso de luz

14. En caso de tomar muestras en arroyos o ríos contaminados debe usarse guantes, se debe recordar que la preservación de la seguridad, salud e integridad física de las personas que llevan a cabo la actividad es lo más importante.

15. La muestra para determinar carbono orgánico particulado preferentemente debe filtrarse en campo con filtros de fibra de vidrio colocados en un portafiltro al cual se introduce la muestra con una jeringa de 50 mL, la cual se llena varias veces, en función de la concentración de sólidos suspendidos, se recomienda filtrar por lo menos 250 mL; si el agua tiene alta transparencia deberá filtrarse más volumen de muestra. En caso de no contar con portafiltros o filtros de jeringa se puede tomar la muestra de un mínimo de 500 mL en una botella ámbar y transportarla en refrigeración a 4 °C hasta llegar al laboratorio donde deberá filtrarse lo antes posible para evitar la degradación del material particulado.

16. La muestra de agua para compuestos orgánicos debe llenarse hasta el tope y al igual que para metales pesados debe considerarse un volumen suficiente y la preservación adecuada, ya que al estar presentes en bajas concentraciones puede alterarse la muestra y perderse el compuesto o elemento de forma parcial o total.

17. En el caso de las muestras para análisis microbiológico se debe tomar en botellas de vidrio de borosilicato con tapón esmerilado o botellas de polipropileno de boca ancha, esterilizadas previamente en el laboratorio y cubiertas para evitar su contaminación. Para tomar la muestra, aquí no debe enjuagarse la botella previamente, la botella se abre hasta que está dentro del agua, se llena y se cierra inmediatamente, se cubre con papel aluminio y se refrigera para su traslado lo más pronto posible al laboratorio, donde ya está listo el medio de cultivo esterilizado para hacer la inoculación e incubación.

18. Para todos aquellos parámetros que necesitan un reactivo para preservarse, es recomendable no llenar la muestra hasta el tope para poder agregar el preservante,

tapar y agitar la muestra, para trasladarla y conservarla de manera adecuada hasta el laboratorio.

19. Todas y cada una de las muestras deben ser etiquetadas con la clave o formato utilizado por el laboratorio, pero debe incluir el sitio de muestreo, la fecha y hora del muestreo y quién tomo la muestra. Con etiquetas que no se desprendan con el agua y tinta indeleble.
20. Si la muestra fue tomada con una botella especializada, se debe tener cuidado de evitar burbujeo al vaciar la botella de muestreo y llenar las botellas donde se preservará o almacenará la muestra para su traslado al laboratorio.

La medición de todos los posibles parámetros del agua (físicos, químicos y microbiológicos) es un procedimiento tardado, costoso e impráctico, por lo que se recomienda determinar aquellos que tienen relación directa con el proyecto o gran impacto sobre otros parámetros, la determinación debe realizarse mediante los métodos estandarizados (APHA, 2017) y las Normas mexicanas (NMX) y siguiendo los criterios de Las Normas oficiales mexicanas (NOM), los criterios ecológicos y la Ley Federal de Derechos en Materia del Agua (2021)

Parámetros hidrológicos

Posteriormente a la toma de muestras de agua, se debe realizar la determinación de los parámetros hidrológicos para saber la forma del lecho del cauce, la velocidad con la que fluye el agua y cuanta agua fluye.

Video: Programación y trabajo de campo en sistemas.

Perfil batimétrico

El primer paso es seleccionar dos secciones transversales entre las cuales el flujo sea uniforme preferentemente, libre de remansos o remolinos y en cada una de ellas, medir en primera instancia el ancho de la sección inundada, definir el intervalo al cual se registrarán

las profundidades y medir la profundidad en cada intervalo, con un limnímetro o en su defecto con una regla de longitud necesaria (>1 m) (Fig. 11 y 14).

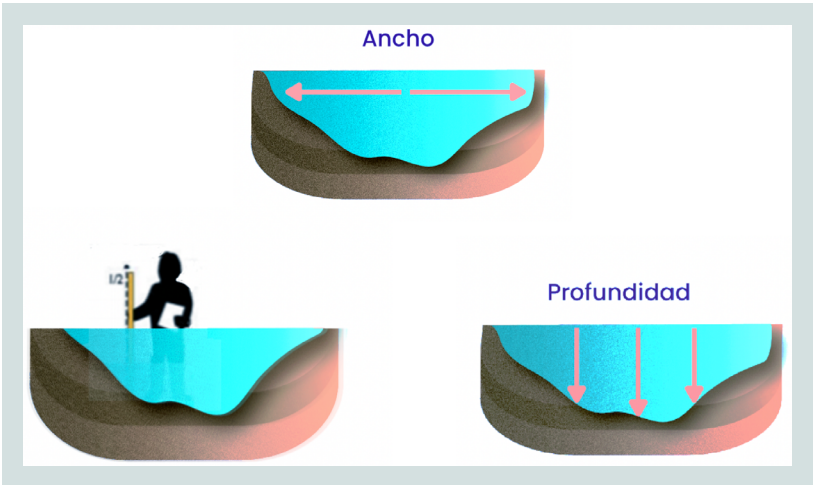


Figura 11

Diagrama de medición de parámetros hidrológicos: ancho, sección transversal y perfil batimétrico.

Una vez que contamos con esos datos debemos calcular el área de toda la sección transversal, lo cual se puede obtener geométricamente, por cálculos de áreas parciales que se van sumando. O bien utilizar un software adecuado como Autocad para trazo de la sección transversal y cálculo de área (Fig. 12).

Velocidad de corriente

Después debe medirse la velocidad de corriente entre las dos secciones transversales registradas y preferentemente en las orillas y partes medias del río, así como a una profundidad de 15 a 20 cm y de ser posible a 80 cm, para obtener una velocidad media,

esto se puede hacer con un flujómetro o correntómetro y de manera automática se registra la velocidad máxima, mínima y promedio de cada punto de referencia, si la velocidad de corriente es superior a 0.1 m seg^{-1}(Fig. 13 y 15). Si la velocidad es menor, se podrá utilizar el método del flotador que deberá hacer el recorrido entre las dos secciones transversales medidas, anotando la longitud que hay entre ellas y midiendo el tiempo que tarda el flotador en recorrer dicha longitud, esto se deberá realizar en varias ocasiones de tal manera que el registro sea representativo.

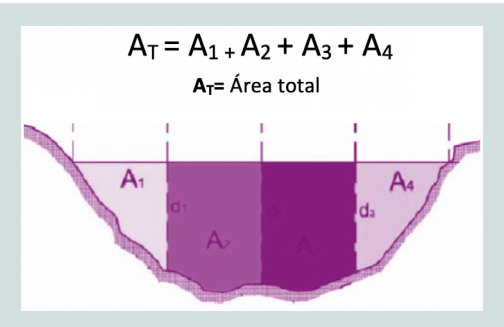


Figura 12

Cálculo del área de la sección transversal con base en el perfil batimétrico

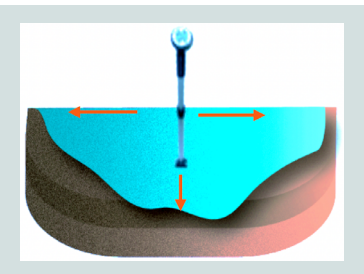


Figura 13

Registro de velocidad de corriente en las zonas central, izquierda y derecha.

Cálculo del caudal o aforo

Una vez obtenida la velocidad promedio entre las dos secciones transversales, se debe calcular el aforo o caudal (Q), mediante la siguiente fórmula:

$$Q = (V_m)\ (A_T)$$

Q = caudal o aforo
$\mathbf{V_m}$ = Velocidad promedio en la sección transversal
$\mathbf{A_T}$ = Área total

Figura 14
Medición en campo del perfil batimétrico.

Figura 15

Medición de la velocidad con un correntómetro digital Global Water.

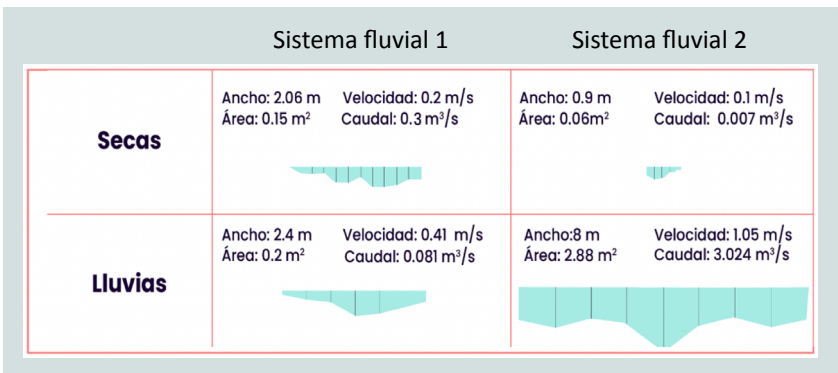


Figura 16

Comparación del perfil batimétrico de dos sistemas fluviales en época de secas y lluvia.

Referencias

Aguilar, V., Kolb, M., Koleff, P., y Urquiza-Haas, T. (2010). Las cuencas de México y su biodiversidad: una visión integral de las prioridades de conservación. Las cuencas hidrográficas de México, 142-151.

Alfaro C., Wallace M., (1994). Origin and classification of springs and historical review with current applications. Geo 24, 112–124. Doi: https://doi-org.pbidi.unam.mx:2443/10.1007/BF00767884

Britannica, T. Editores de la Enciclopedia (2014). Botella Nansen. Enciclopedia Británica. https://www.britannica.com/technology/Nansen-bottle

Conagua, (2022). Estadísticas del Agua en México (2021). Ciudad de México, México. agua.org.mx/wp-content/uploads/2023/10/EAM_2021.pdf.

Conabio, (2022). Riós y Lagos. Ecosistemas. Biodiversidad Mexicana. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad https://www.biodiversidad.gob.mx/ecosistemas/ecosismex/rios-y-lagos

Bautista F., Palacio J., Delfín H. (2011). Técnicas de muestreo para manejadores de recursos naturales. Segunda Edición. Universidad Nacional Autónoma de México. Centro de Investigaciones en Geografía Ambiental. DOI: https://doi.org/10.22201/ciga.9786070221279p.2011

Kresic, N., & Stevanovic, Z. (Eds.). (2010). Groundwater hydrology of springs: engineering, theory, management and sustainability. Butterworth-heinemann., Elsevier, 573 pp.

Kristensen, P., Whalley, C., Zal, F. N. N., & Christiansen, T. (2018). European waters assessment of status and pressures 2018.

Legorreta, Jorge. (2013). Los ríos de la cuidad de México: pasado, presente y futuro. *Ciencias* 107-108, julio 2012-febrero 2013, 18-32. [En línea]

Li, K., Yang, Q. y Li, X. (2024). Un análisis de la variabilidad espaciotemporal de los parámetros clave de la calidad del agua en China. Hydrology , *11* (9), 135. https://doi.org/10.3390/hydrology11090135

Shelton, L.R. 1994. Guía de campo para la recolección y procesamientos de muestras de agua de corrientes para el programa nacional de evaluación de la calidad del agua.

U. S. Geological Survey. https://pubs.usgs.gov/of/2000/ofr00-213/pdf/ofr00-213_span_v2.pdf

Simmons K. 2023. Surface Water Sampling U.S. Environmental Protection Agency. Region 4. Laboratory Services & Applied Science Division. ID: LSASDPROC-201-R6.

epa.gov/sites/default/files/2017/documents/surface_water_sampling201_af.r4.pdf

Springer, A. & Stevens, L. (2009): Spheres of discharge of springs. Hydrogeology Journal 17: 83-93.

Torres Orozco B.R.E. (2011). Los peces de México: una riqueza amenazada. Revista Digital Universitaria. Vol. 12, Núm.1.

Tortorelli, M. y Hernández, D. (1995). Calidad de agua de un ambiente acuático sometido a efluentes contaminantes. *E Lopretto y G Tell. Ecosistemas de aguas continentales. Metodología para su estudio* , *1* , 217-230.

Uddin, MG, Nash, S. y Olbert, AI (2021). Una revisión de los modelos de índice de calidad del agua y su uso para evaluar la calidad del agua superficial. *Ecological Indicators* , *122* , 107218. https://doi.org/10.1016/j.ecolind.2020.107218

Vighi et al. (2006). The Evolution of the Environmental Quality Concept: From the US EPA Red Book to the European Water Framework Directive. Department of Environmental Sciences (DISAT), Università degli Studi di Milano Bicocc,. Piazza della Scienza. Milano, Italy DOI: http://dx.doi.org/10.1065/espr2006.01.003

ANEXO 1

Tabla 2

Recomendaciones para los envases y volumen de la toma de muestras y su preservación. (APHA, 2017).

Determinación	Recipiente[2]	Volumen de muestra (mínimo) mL	Tipo de muestra[3]	Preservación[4]	Máximo almacenamiento recomendado	Regulatorio
Acidez	P, V, VB,FP	100	s	Refrigerar ≤ 6 °C	24 h	14 d
Alcalinidad	P, V, FP	200	s	Refrigerar ≤ 6 °C	24 h	14 d
Boro	P, FP (PTFE,Teflón)	1000	s, c	HNO_3 pH<2	28 d	6 meses
Bromuro	P, V, FP	100	s, c	No requiere	28 d	28 d
Carbono orgánico, total	V (B), P, FP	100	s, c	Análisis inmediato; o Refrigerar ≤ 6 °C y agregar HCl, H_3PO_4 o H_2SO_4 hasta pH<2	7 d	28 d
Cianuro: Total	P, V, FP	1000	s, c	Analizar en los primeros 15 min. Agregar NaOH hasta pH>12, refrigerar ≤ 6 °C en la oscuridad[6] Agregar $Na_2S_2O_3$ si hay presencia de cloro residual	24 h	14 d[7] ó 24 h si hay presencia de sulfuros
	P, V, FP	50	s, c	Agregar 100 mg $Na_2S_2O_3$/L		14 d[7]
Cloro total , residual	P, V	500	s	Análisis inmediato	0.25 h	0.25 h
Clorofila	P, V	500	s	Sin filtrar en la oscuridad 4°C	24 – 48 h	No almacenar
Cloruro	P, V, FP	50	s, c	No requiere	No almacenar	28 d
Color	P, V, FP	500	s, c	Refrigerar ≤ 6 °C	48 h	48 h
Compuestos orgánicos:						
Sustancias activas al azul de metileno	P, V, FP	250	s, c	Refrigerar ≤ 6 °C	48 h	48 h

Determinación	Recipiente[2]	Volumen de muestra (mínimo) mL	Tipo de muestra[3]	Preservación[4]	Máximo almacenamiento recomendado	Regulatorio
Plaguicidas	V(S), tapón de PTFE	1000	s, c	Refrigerar ≤ 6 °C; agregar 1g ácido ascórbico/L si hay cloro residual	7 d	7 d hasta la extracción. 40 d después de la extracción
Fenoles	P, V, tapón de PTFE	500	s, c	Refrigerar ≤ 6 °C; agregar H_2SO_4 hasta pH<2	Analizar de inmediato sí es posible	28 d hasta la extracción y 2 d después de extraer
Conductividad	P, V, FP	500	s, c	Refrigerar ≤ 6 °C	28 d	28 d
DBO	P, V, FP	1000	s, c	Refrigerar ≤ 6 °C	6 h	48 h
Dióxido de carbono	P, V	100	s	Análisis inmediato	0.25 h	No almacenar
Dióxido de cloro	P, V	500	s	Análisis inmediato	0.25 h	No almacenar
DQO	P, V, FP	100	s, c	Analizar lo más pronto posible, o agregar H_2SO_4 hasta pH<2; refrigerar ≤ 6 °C	7 d	28 d
Dureza	P, V, FP	100	s, c	Agregar HNO_3 ó H_2SO_4 hasta pH<2	6 meses	6 meses
Fluoruro	P	100	s, c	No requiere	28 d	28 d
Fosfato	V(A)	100	s	Para fosfato disuelto filtrar inmediatamente; refrigerar ≤ 6 °C	48 h	48 h
Gas digestor de lodos	V, botella de gases	—	s	—	No almacenar	—
Grasa y aceite	V, boca ancha calibrado	1000	s	Agregar HCl ó H_2SO_4 hasta pH<2, refrigerar ≤ 6 °C	28 d	28 d
Metales, general	P (A),V (A), FP (A)	1000	s, c	Para metales disueltos filtrar inmediatamente y agregar HNO_3 hasta pH<2	6 meses	6 meses
Cromo VI	P (A), V(A), FP (A)	250	s	Refrigerar ≤ 6 °C pH 9.3 – 9.7 Preservando con buffer de $(NH_4)_2SO_4$	28 d	28 d
Cobre, colorimetría	P (A), V(A),		s, c	Refrigerar ≤ 6 °C, analizar lo antes posible.		
Mercurio	P (A), V(A), FP(A)	500	s, c	Agregar HNO_3 hasta pH<2, Refrigerar ≤ 6 °C	28 d	28 d

Determinación	Recipiente[2]	Volumen de muestra (mínimo) mL	Tipo de muestra[3]	Preservación[4]	Máximo almacenamiento recomendado	Regulatorio
Amoniaco	P, V,FP	500	s, c	Analizar lo más pronto posible, o agregar H_2SO_4 hasta pH<2; refrigerar ≤ 6 °C	7 d	28 d
Nitrato	P, V,FP	100	s, c	Analizar lo más pronto posible o refrigerar ≤ 6 °C	48 h	48 h (14 d para muestras cloradas)
Nitrato + nitrito	P, V,FP	200	s, c	Agregar H_2SO_4 hasta pH<2, refrigerar ≤ 6 °C	1 – 2 d	28 d
Nitrito	P, V,FP	100	s, c	Analizar lo más pronto posible o refrigerar ≤ 6 °C	No almacenar	48 h
Nitrógeno orgánico, Kjeldahl	P, V, FP	500	s, c	Refrigerar ≤ 6 °C agregar H_2SO_4 hasta pH<2	7 d	28 d
Determinación	Recipiente[2]	Volumen mínimo de muestra, mL	Tipo de muestra[3]	Preservación[4]		Regulatorio
Olor	V	500	s	Analizar lo más pronto posible; Refrigerar ≤ 6 °C	6 h	24 h
Oxígeno, disuelto: (Winkler)	V, botella DBO	300	s			
Electrodo				Análisis inmediato	0.25 h	0.25 h
Winkler				La titulación puede aplazarse después de la acidificación	8 h	8 h
Ozono	V	1000	s	Análisis inmediato	0.25 h	No almacenar
pH	P, V	50	s	Análisis inmediato	0.25 h	0.25 h
Sabor	V	500	s	Analizar lo más pronto posible; refrigerar ≤ 6 °C	-	-

Determinación	Recipiente[2]	Volumen de muestra (mínimo) mL	Tipo de muestra[3]	Preservación[4]	Máximo almacenamiento recomendado	Regulatorio
Salinidad	V, sello de cera	240	s	Análisis inmediato o usar sello de cera	6 meses	No almacenar
Sílice	P, FP(PTFE) o cuarzo	200	s, c	Refrigerar ≤ 6 °C, no congelar	28 d	28 d
Sólidos	P, V	200	s, c	Refrigerar ≤ 6 °C	7 d	2-7 d
Sulfato	P, V, FP	100	s, c	Refrigerar ≤ 6 °C	28 d	28 d
Sulfuro	P, V	100	s, c	Refrigerar ≤ 6 °C; agregar 4 gotas de acetato de zinc 2N/100 mL; agregar NaOH hasta pH>9	28 d	7 d
Temperatura	P, V, FP	—	s	Análisis inmediato	0.25 h	0.25 h
Turbidez	P, V	100	s, c	Analizar el mismo día; almacenar en la oscuridad para más de 24 h, Refrigerar ≤ 6 °C	24 h	48 h
Yodo	P, V	500	s, c	Análisis inmediato	0.25 h	No almacenar

[1] Para detalles adicionales ver el texto y los protocolos respectivos. Para las determinaciones no enumeradas, usar recipientes de vidrio o plástico; preferiblemente refrigerar durante el almacenamiento y analizar lo más pronto posible.

[2] P = plástico (polietileno o equivalente); V = vidrio; V(A) o P(A) = enjuagado con HNO_3 1 + 1; V(B) = vidrio borosilicatado, V(S) enjuagado con solventes orgánicos o secado en estufa. FP = fluoropolímero (PTFE ó Teflón)

[3] s = simple o puntual; c = compuesta.

[4] Refrigerar = almacenar a 6° C en ausencia de luz. La preservación de la muestra debe realizarse en el momento de la toma de muestra. Para muestras compuestas, cada alícuota debe preservarse en el momento de su recolección. Cuando el uso de un muestreador automático haga imposible la preservación de cada alícuota, las muestras deben mantenerse a 4° C hasta que se complete la composición.

[5] Las muestras deben ser analizadas lo más pronto posible después de su recolección. Los tiempos listados son los periodos máximos que pueden transcurrir antes del análisis para considerarlo válido. Las muestras pueden dejarse por periodos más prolongados solo si su monitoreo en el laboratorio ha demostrado que la muestra en estudio es estable durante un mayor tiempo. Algunas muestras pueden no ser estables por el periodo máximo dado en la tabla. Si se envían las muestras por correo, deben cumplir con las regulaciones de transporte de materiales peligrosos.

[6] Si la muestra está clorada, consultar su pretratamiento en el protocolo o en APHA.

[7] El máximo tiempo de almacenamiento es de 24 h si está presente el sulfuro, el cual se puede detectar mediante papel con acetato de plomo antes de ajustar el pH; si el sulfuro está presente, puede removerse por adición de nitrato de cadmio en polvo hasta que se obtenga prueba negativa; después se filtra la muestra y se adiciona NaOH hasta pH 12.

[8] Para metales disueltos las muestras deben filtrarse inmediatamente en el sitio de muestreo, antes de adicionar el ácido.

Capítulo 3
Métodos para el estudio de sistemas productivos: Acuaponía

Raquel Mahetzi Cruz Gutiérrez

El crecimiento acelerado de la actividad acuícola y hortícola en los últimos años ha ocasionado una fuerte presión sobre dos de los recursos naturales fundamentales en el planeta "El agua y el suelo", además de incrementar un impacto negativo ambiental (Dediu *et al*., 2011). El principal problema que presenta la acuicultura encargada del cultivo de organismos acuáticos es el excesivo uso del agua y los residuos principalmente nutrientes y materia orgánica generada en los ciclos de producción; mientras que, la agricultura tiene muchos impactos en el uso de suelo por el empleo principalmente de monocultivos donde se utilizan pesticidas y fertilizantes (Fig. 1).

La acuaponía surge como una alternativa sustentable desde el punto de vista ecológico, al funcionar como un sistema de producción amigable con el medio ambiente, además de permitir un mayor rendimiento de producción al obtener dos tipos de alimento diferentes de manera integral: el animal y vegetal (Fig. 2).

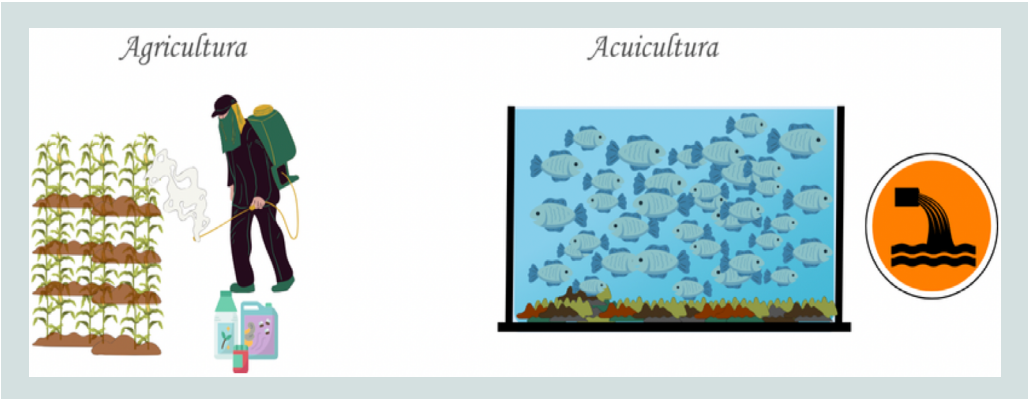


Figura 1

Esquema de los efectos negativos que existe en la agricultura y acuicultura.

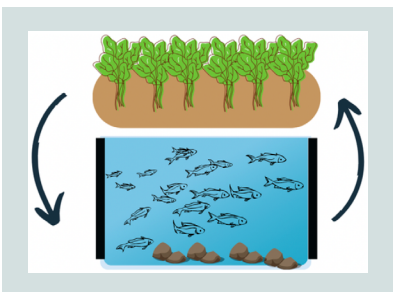


Figura 2

Simplificación de los dos recursos que brinda la acuaponía: animal y vegetal.

¿Qué es la acuaponía?

La acuaponía es un método de producción que surge a partir de la integración de la acuicultura como sistema de producción animal y la hidroponía que es la técnica utilizada para generar alimentos vegetales, que va a sustituir el suelo por compartimentos con agua rica en nutrientes. Esta práctica surge de la necesidad de solucionar problemas de índole

ecológico, como el uso excesivo de recursos vitales para la vida en el planeta y el suministro de alimentos de una forma más adecuada con los sistemas naturales (Arroyo-Padilla,2012), ya que no permite el uso de productos fitosanitarios de síntesis química como bactericidas, fungicidas, insecticidas ni herbicidas (Iturbide-Dormon, 2008; Aguilera-Morales *et al.,* 2012; Borrero *et al.,* 2013). Así, los productos que se obtienen van a tener un alto grado de inocuidad, lo que la cataloga como una forma de producción agrícola-acuícola sustentable y respetuosa con el medio ambiente (Falcon, 2010).

Esta técnica se aplica en un sistema recirculante que consta principalmente de los siguientes compartimentos: un estanque acuícola que albergará a los peces o algún otro organismo animal acuático en cultivo, un clarificador (en donde sedimentará la materia orgánica disuelta), un biofiltro (en el cual se van a desarrollar las bacterias nitrificantes para el desarrollo de nutrientes inorgánicos (NO_2^- y NO_3^-) y las camas o tubos de crecimiento para las plantas a cultivar, así como un sistema de bombeo para la recirculación del agua (Fig. 3).

Estos elementos se conectan de tal forma que el agua del estanque rica en nutrientes pasa al clarificador por medio del bombeo, en donde será eliminada la mayor parte de partículas disueltas grandes y pequeñas (alimento no ingerido, excretas de los peces, fitoplancton, entre otras); otra posible función del clarificador es servir como receptáculo para la adición de elementos tales como hidróxido de calcio, hidróxido de potasio, ácido fosfórico y quelatos del hierro, que sirven para mantener un pH cercano a 7 o en su caso aumentarlo si se encuentra en niveles ácidos, e incrementar la concentración de potasio y hierro, pues generalmente los sistemas acuapónicos tienen deficiencia de estos elementos (Lennard, 2004). Después el agua se deposita en el biofiltro que en su interior cuenta con bio-bolas, acarreadores o alguna otra superficie de contacto en donde se van a desarrollar y alojar las bacterias nitrificantes (*Nitrobacter y Nitrosomonas*) que convertirán el amonio que pudiera contener el agua en nitrito y posteriormente en nitrato. Algunos autores sugieren adicionar cepas de estas bacterias con el propósito de acelerar su propagación (Ramírez *et al.,* 2008). El agua continúa su curso a los sistemas de crecimiento hidropónico, que pueden ser tubos de PVC (sistema NFT), camas de grava o camas de espuma plástica, que contendrán los almácigos de las hortalizas por cultivar; éstas, mediante la raíz absorberán los nutrientes que contenga el agua y al final ésta regresará al estanque de cultivo acuícola. Ramírez *et al*. (2008), mencionan que es importante mantener una buena aireación ya que todos los componentes biológicos del sistema requieren de un buen suministro de oxígeno: los peces de forma permanente, lo mismo las bacterias, y las plantas durante la noche cuando

no están llevando a cabo la fotosíntesis. Esto se debe a que la falta de aireación puede ocasionar una disminución de pH o del oxígeno disuelto, lo que desembocaría en estrés y la muerte a los organismos del cultivo.

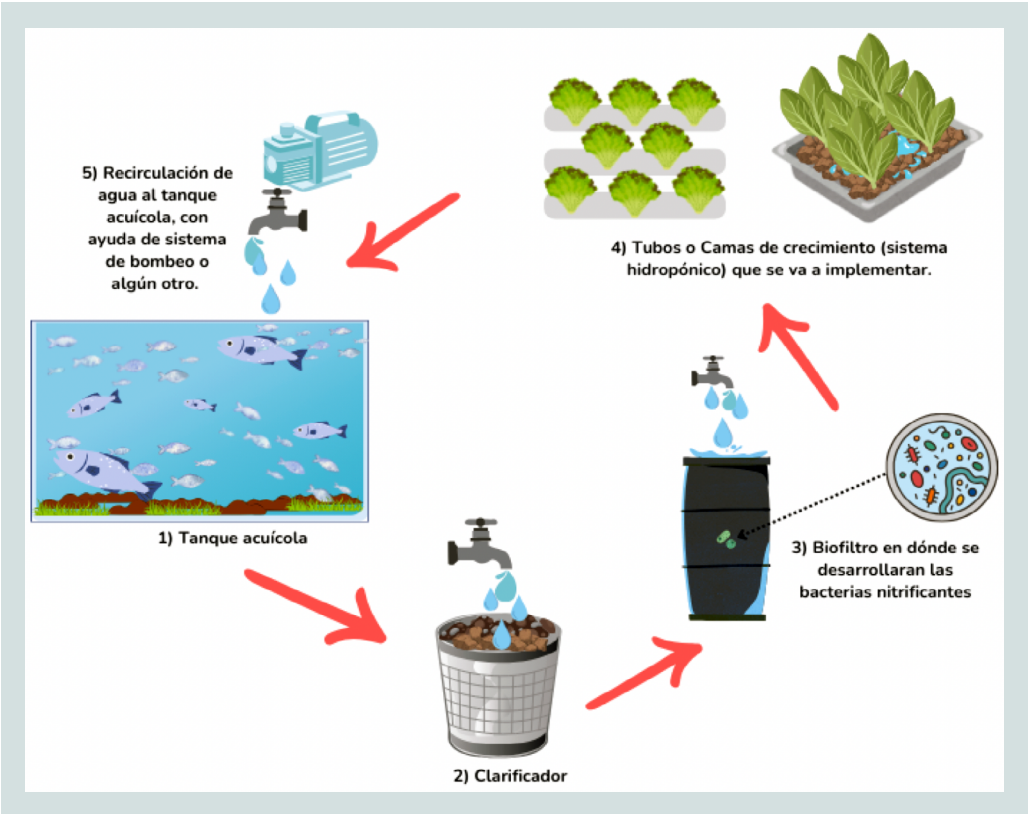


Figura 3

Representación de los principales componentes de un sistema acuapónico.

Los sistemas acuapónicos también van a depender de la energía para mantener la aireación y flujo continuo del agua, esto es un punto clave, pues si existe una interrupción del bombeo y, dependiendo de la densidad de los peces podría llegarse a un colapso del

sistema. Se sugiere que de no contar con los recursos para mantener las 24hr del día el sistema recirculando, puede optarse por un equipo de temporizador en el cual, se detienen los ciclos cada cierto tiempo por unos minutos (Malcom, 2005). Pero también existe la opción de hacer un sistema que funcione por gravedad, en donde sea mínimo el uso de energía para el bombeo del agua. Y en algunos casos el recambio parcial del agua del estanque piscícola.

Una de las principales ventajas de la acuaponía es que puede ser adaptada a pequeña o gran escala, siendo tres los tipos de camas de crecimiento hidropónicas que pueden realizarse:

Técnica de película nutritiva NFT (Nutrient Film Technique)

Este es el método de cultivo más utilizado en acuaponía por ser económico y fácil de hacer, además de ser un sistema ya utilizado previamente en hidroponía; en términos generales se trata de tubos de PVC con perforaciones que estarán conectados de manera vertical u horizontal y en éste las raíces de las plantas van a estar en contacto con la delgada película de agua que fluirá en cada canal (Fig. 4). Esto lleva a necesitar de un sistema de clarificación mucho más estricto ya que las partículas pueden taponar los canales y cubrir fácilmente las raíces, impidiendo la absorción de nutrientes (Ramírez *et al.,* 2008).

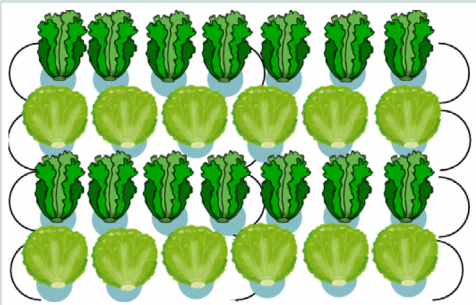


Figura 4

Esquema de la estructura de un sistema NFT.

Sistema de camas flotantes

Esta técnica consiste en colocar las plantas por cultivar sobre placas de unicel que tendrán la función de sostenerlas y que se mantengan flotando en el agua, donde las raíces absorberán los nutrientes (Fig. 5). Este tipo de camas tienen las desventajas de: tener un costo elevado inicial de instalación, a menos de que se estén reconvirtiendo estructuras existentes como grandes tanques o canales de corriente rápidas (raceways). Para contrarrestar la tendencia a la disminución del pH, se añade al sistema hidróxido de calcio e hidróxido de potasio, subiendo el pH hasta 7. Otra desventaja es la dependencia de una fuente de energía eléctrica, así como la vulnerabilidad de las raíces a algunos organismos como caracoles y zooplancton; sin embargo, en cuanto a sus ventajas se encuentra que son fáciles de operar e ideales para sistema grandes, las bacterias nitrificantes se establecen en aproximadamente un mes, tiempo en el cual debe monitorearse el sistema con frecuencia. Es importante señalar que mientras no se estabilice, la producción de nitrato es baja y pueden sufrir las plantas por deficiencia de este nutriente (Racocy, 2004). Se puede generar un sistema escalonado, con el fin de mantener una cosecha permanente a lo largo del año, la cantidad de agua que debe añadirse diariamente es poca, alrededor de un 1.5% del volumen total (Ramírez et al., 2008).

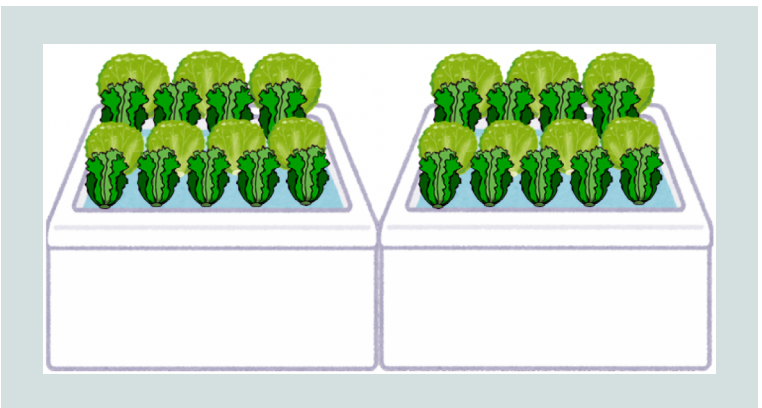


Figura 5

Esquema del sistema de camas flotantes.

Sistema de camas con grava

Estos sistemas son similares a los de cama flotante, solo que las plantas se siembran sobre grava (Fig. 6). Pueden ser de flujo continuo o discontinuo (Lennard y Leonard, 2004). El mantenimiento en camas de grava puede ser laborioso, por el hecho de que es necesario revisar si la grava está muy cargada de sedimento, por lo que será necesario realizar una limpieza. Además, se precisa revisar constantemente si las plantas o los peces presentan síntomas de ataques por parásitos o algún tipo de enfermedad (Ramírez *et al.,* 2008).

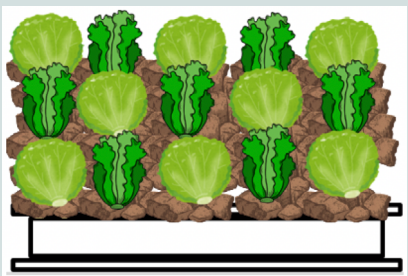


Figura 6
Esquema de un sistema de camas flotantes.

Producción en acuaponía

Diferentes especies de peces se han cultivado con éxito en sistemas acuapónicos, la mayor parte para fines de producción comercial, principalmente tilapia (*Oreochromis spp.*) vinculadas con un número importante de instalaciones piscícolas (Jones, 2004) (Fig. 7). Asimismo, existe otra alternativa desde el punto de vista comercial, con el uso de especies ornamentales con un alto valor agregado (Ramírez *et al*., 2008).

Figura 7

Imagen de *Oreochromis niloticus* por Jessica Ramírez M.

La selección de especies vegetales está relacionada con la densidad de carga de los peces en los estanques y con la concentración de los nutrientes en los efluentes acuícolas (Diver, 2006). En términos generales se debe optar por plantas verdes, cuya parte comercial no sea el fruto y que sean de ciclo corto. Esto es particularmente indicado para producciones con fines comerciales, ya que, debido a las características de los sistemas acuapónicos, no se puede aplicar insecticidas o fungicidas químicos que pudieran matar a los peces (Ramírez *et al.*, 2008).

También hay una gran variedad de hierbas que pueden producirse por acuaponía, por ejemplo: perejil, albahaca, tomillo, menta, romero, berros, entre otras (Rains, 2007).

Variables físicas y químicas por considerar en un sistema acuapónico

Hay varios parámetros de la calidad del agua que hay que tener en cuenta para garantizar la supervivencia y crecimiento de las plantas, los peces y las bacterias nitrificantes. Entre los principales parámetros se encuentran:

- **Temperatura:** debe de existir una temperatura dentro del intervalo para el crecimiento óptimo de las especies a cultivar. A temperaturas óptimas los peces

crecen rápidamente, al convertir el alimento eficientemente y pueden llegar a resistir muchas enfermedades (Messer *et al*., 1999).

Los peces son animales poiquilotermos (su temperatura depende de la temperatura del medio) y altamente termófilos (dependientes y sensibles a los cambios de temperatura) (SEDAGRO, 2006).

- **Oxígeno disuelto (OD):** el oxígeno es otro parámetro de suma importancia para la supervivencia de las especies. En algunas ocasiones es necesario adicionar O_2 para recuperar el déficit que se produce en el agua durante la degradación de los residuos dada por peces, algas y plantas (Koeniger, 2008).
- **pH:** el monitoreo del pH es importante para tratar de tener los óptimos fisiológicos para los peces y las plantas. El pH recomendado para los sistemas de acuicultura es de 6.5 a 8.5 y para los sistemas hidropónicos es de 5.5 a 6.5; lo que implica mantener los sistemas de acuaponía a un pH entre 6.5 y 7, intervalos que son los niveles más propicios para la absorción de nutrientes y donde el nivel de amoniaco sea bajo (Tyson, 2004).
- **Total de sólidos disueltos (TDS):** los sólidos disueltos pueden afectar adversamente la calidad de un cuerpo de agua, por lo que el análisis de sólidos disueltos es importante como indicador de la efectividad de procesos de tratamiento del agua. El principio de este método se basa en la medición cuantitativa de las sales disueltas, así como la cantidad de materia orgánica contenida (NMX-AA-034-SCFI-2015).
- **Conductividad:** la conductividad del agua es una expresión numérica de su habilidad para conducir una corriente eléctrica, y va a depender de la concentración total de sustancias disueltas ionizadas en el agua y de la temperatura a la cual se realice la determinación. El valor de la conductividad es muy usado en el análisis de aguas para obtener un estimado rápido del contenido de sólidos disueltos (Arredondo, 1986; Romero, 1999).
- **Nutrimentos:** el nitrógeno está presente en el medio acuático en varias formas. La fijación del nitrógeno molecular (N_2) de la atmósfera por microorganismos es una fuente importante en los sistemas acuáticos, sobre todo en los eutrofizados (Gómez *et al.,* 2014). Del nitrógeno se derivan los nitritos (NO_2^-), nitratos (NO_3^-) y el amonio (NH_4^+) siendo este último el dominante en los ecosistemas acuáticos y que hay que

tener controlado, así como el nitrito, por los riesgos a los organismos de cultivo.

- **Fósforo Total y Ortofosfatos:** el fósforo es un elemento clave para los ecosistemas acuáticos, ya que su disponibilidad por lo general regula la productividad primaria. La concentración de este compuesto se incrementa inmediatamente después de ser aplicado en forma de fertilizante, para posteriormente declinar al nivel de concentración que tenía antes de la fertilización; lo que significa que los ortofosfatos solubles son absorbidos por las bacterias, el fitoplancton y las macrófitas acuáticas (Boyd, 1979; Arredondo y Ponce, 1998).
- **Fitoplancton y zooplancton:** el crecimiento fotosintético y la actividad de las algas en unidades de acuaponía afecta los parámetros de calidad de agua como el pH, OD y niveles de nitrógeno (Fig. 8). Las algas son organismos fotosintéticos que crecerán fácilmente en cualquier tipo de cuerpo de agua que tenga nutrientes y luz solar. Algunas algas pueden teñir el agua de verde. Las macroalgas son mucho más grandes, generalmente forman filamentos que se adhieren al fondo y costados de los estanques, por lo que es importante prevenir el crecimiento de las algas por varias razones: primero, consumen nutrientes del agua, compitiendo con las plantas. Adicionalmente, las algas son fuente y sumidero de OD, produciendo oxígeno durante el día a través de la fotosíntesis y consumiendo oxígeno en la noche durante la respiración. Éstas pueden reducir dramáticamente los niveles de OD en el agua durante la noche, causando la muerte de los peces (Somerville *et al*., 2002).

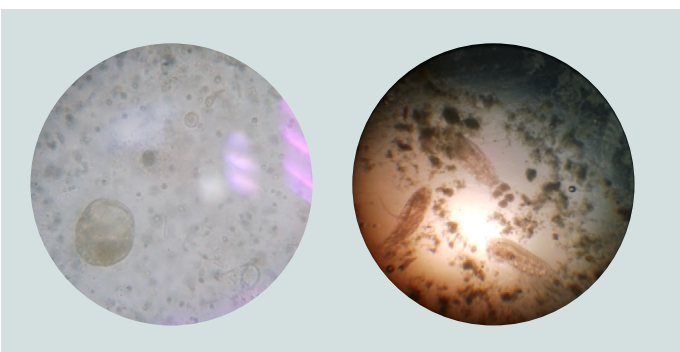


Figura 8

Muestras de fitoplancton (izquierda) y zooplancton (derecha), vistas a microscopio 40X.

Trabajo de campo y de laboratorio en un sistema acuapónico

Como se mencionó anteriormente, la acuaponía se desarrolla a partir de dos técnicas de producción y en cada una deberán muestrearse los diferentes parámetros fisicoquímicos referidos, para conocer si el sistema está funcionando correctamente.

Inicialmente, se mide la temperatura del agua de los sistemas acuícolas con un termómetro, seguido de ello se calcula la visibilidad al disco de Secchi (Fig. 9). Para determinar la profundidad eufótica, se multiplica la visibilidad al disco de Secchi por una constante de absorción vertical empírico de la luz de 2.5, pues se trata generalmente de un sistema muy productivo y con poca visibilidad.

Figura 9

Visibilidad de Disco de Secchi.

Dentro de los parámetros químicos que hay que medir se encuentran el pH, en donde se utiliza un potenciómetro para obtener sus valores; la conductividad y TDS se miden con un conductímetro.

Además, se deberán tomar muestras de agua de cada compartimento, las cuales se almacenan en una hielera con hielo y sal, para mantener una temperatura promedio de 4ºC para ser procesadas posteriormente.

A estas muestras de aguas se evalúan los siguientes parámetros *in situ*:

- **Alcalinidad:** método de indicadores fenolftaleína y anaranjado de metilo.
- **Dureza de calcio y total:** complejo métrico de titulación con EDTA.

Para determinar la concentración de nutrientes en el laboratorio se emplearán las siguientes técnicas (Fig. 10):

- **Nitritos:** Deionización y/o ácido sulfanílico.
- **Nitratos:** Sulfato de brucina.
- **Amonio:** Azul de indofenol.
- **Ortofosfatos y Fósforo Total:** Fosfomolibdato y una digestión ácida para este último.

(Gómez *et al.*, 2014)

En conjunto, todos ellos indicarán, el grado de eutrofización que pudiera implicar algún riesgo o peligro para los organismos en cultivo.

Para evaluar la productividad primaria del sistema acuícola se emplea el método de las botellas claras y oscuras (utilizando botellas Winkler), éstas se llenan (con ayuda de una botella Van Dorn), a su máxima capacidad, evitando el burbujeo durante su llenado. De inmediato, utilizando un oxímetro, se mide la concentración de oxígeno disuelto en mg/L, porcentaje de saturación y la temperatura (Fig. 11).

Posteriormente las botellas claras y oscuras se van a situar en el sistema de productividad contrapuestas y de forma horizontal, corroborando que estén cerradas herméticamente.

Ya preparado el sistema se sumerge dentro de la zona eufótica, dejándolas incubar por un período de una hora y hora y media. Cuando finaliza el tiempo, se vuelven a medir los parámetros ya mencionados. A partir de los cuales se calcula la productividad bruta, neta y la respiración.

Figura 10

Variables físicas y químicas: alcalinidad, durezas, fósforo total y nitritos.

Figura 11

Lectura de datos de las botellas DBO utilizando un oxímetro HACH; sistema de productividad montado y sistema de productividad siendo sumergido al estanque.

En el siguiente enlace (https://youtu.be/kzdla97PxrU?si=pf4YCPbswg2tQa9O) se da una explicación y ejemplificación más detallada de cada parámetro mencionado.

Para los parámetros biológicos se realizarán los siguientes muestreos: para el fitoplancton se tomará agua del estanque en botellas de PET de 250 ml y se fijará con 0.5 ml de acetato de Lugol; después será observada en un microscopio invertido para conocer la composición

y abundancia de las especies presentes, que indicarán con mayor precisión la disponibilidad de alimento vivo y si existe la presencia de alguna especie dañina como cianobacterias para los organismos en cultivo. La captura de zooplancton se realizará con una red de abertura de malla de 160 µm, ésta se coloca de manera horizontal en la parte superficial del estanque y se realiza un arrastre de 2 m (Fig. 12). La muestra se vacía en una botella de polietileno de 250 ml con formol al 4% y se rellena con agua superficial del estanque. Las muestras serán observadas y contabilizadas en un microscopio óptico y estereoscopio, para conocer la disponibilidad de este tipo de alimento vivo.

Figura 12

Red de zooplancton, muestras biológicas preservadas de fitoplancton y zooplancton.

En el sistema acuícola se realiza el muestreo de peces, estos se medirán con un ictiómetro, considerando dos medidas diferentes: longitud total y longitud patrón, e inmediatamente se pesan con ayuda de una báscula (Fig. 13). Lo ideal es muestrear al menos 30 peces por estanque o el equivalente al 10% de la población en cultivo.

Para la evaluación del crecimiento vegetal, se medirán las plantas del sistema hidropónico, considerando, el incremento medio mensual en altura de la planta, su cobertura a través del diámetro y aumento en longitud de la raíz. Una vez cosechada, se estimará su peso fresco y peso seco (Fig. 14).

Con la información recabada de ambos cultivos durante los muestreos, se pueden evaluar las tasas de crecimiento, así como conocer el porcentaje de supervivencia.

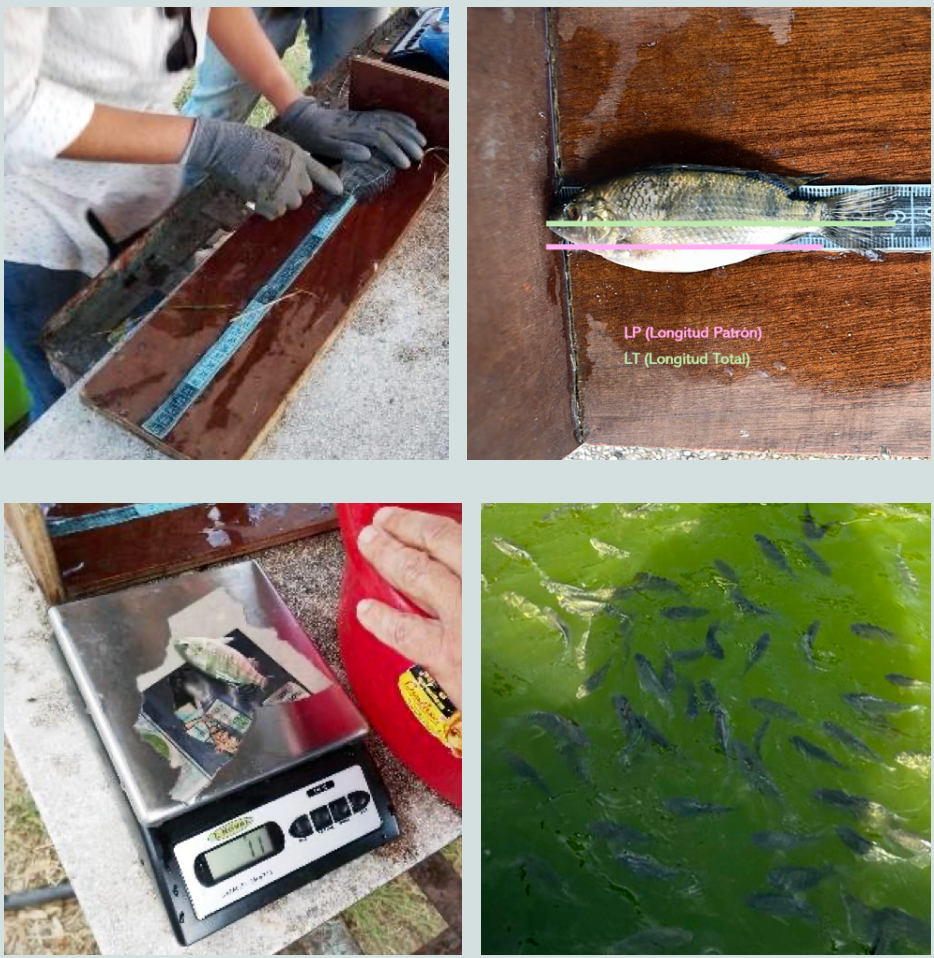
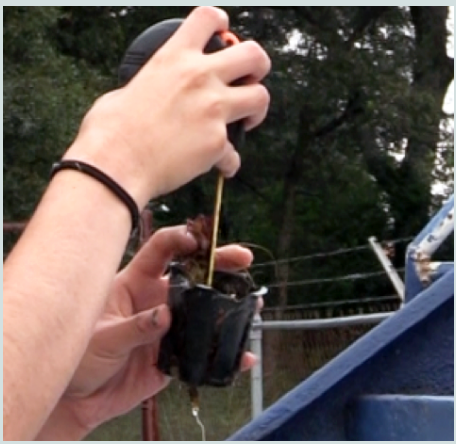


Figura 13

Medición de Tilapia utilizando el ictiómetro, pesaje y tilapias en un estanque.



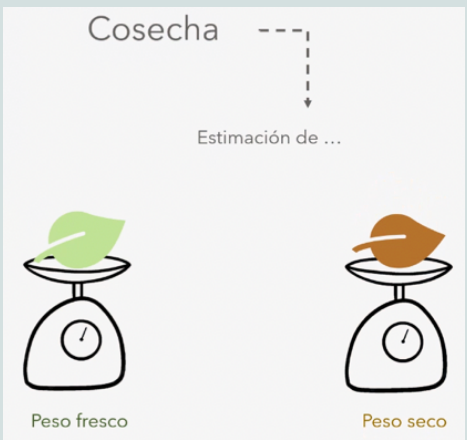


Figura 14

Medición de lechugas antes, durante y después de su cosecha.

Referencias

Aguilera-Morales M.E., Hernández-Sánchez F., Mendieta-Sánchez E., Herrera-Fuentes C. (2012). Producción integral sustentable de alimentos. Ra Ximhai 8(3): 71-74

Arredondo, F. J. L. (1986). Breve descripción de los criterios y las técnicas para el manejo y la calidad del agua en estanques de piscicultura intensiva. Dirección General de Acuacultura, Secretaría de Pesca, México. 182 p.

Arredondo, F. J. L. y Ponce, P. J. T. (1998). Calidad del agua en acuicultura. Conceptos y aplicaciones. AGT Editores, México, 222 p.

Arroyo-Padilla J. (2012). Acuaponía. Tepalcates tercera época. Revista de divulgación científica y humanística para profesores y alumnos del CCH. Febrero. 1: 2-7

Borrero C., Martínez-Silva M., Baigorri A., Rico L. (2013). Acuapónicos: Una alternativa productiva en el hogar. FIATMAR Revista Marina 3(1): 4-5.

Boyd, C. E. (1979). Water quality in warmwater fish ponds. Auburn University Agricultural Experiment Station. Auburn, Alabama. USA. 359 P.

Dediu, L., Cristea, V. & Xiaoshuan Z. (2011). Evaluation of condition and technological performance of hybrid bester reared in standard and aquaponic system. Aquaculture, Aquarium, Conservation and Legislation Bioflux 4(4): 490-498.

Diver, S. (2006). Aquaponics- integration of hydroponics with aquaculture. Ed. ATTRA. USA. 28 p.

Falcón E. (2010). Más vida en el desierto. Revista Dia Siete. Número 11 Abril de 2010, 502: 40-47

Fernández-Juárez, E., Del Pilar Navarro-Rodríguez, M., Landero-Torres, I., Gómez-Meriño, F. C., & Pérez-Sato, J. A. (2019). La acuaponía rústica: una alternativa para contribuir a la soberanía alimentaria en comunidades rurales. Agro productividad, 12(12). https://doi.org/10.32854/agrop.vi0.1557.

Gómez, M. J. L, Blancas, A. G. A, Constanzo, C. E. y Cervantes, S. A. (2014). Análisis de calidad de aguas naturales y residuales con aplicación a la microescala. UNAM, FES Zaragoza. México. 204 pp.

NMX-AA-034-SCFI-2015. Análisis de agua - medición de sólidos y sales disueltas en aguas naturales, residuales y residuales tratadas – método de prueba (CANCELA A LA NMX-AA-034-SCFI-2001). Dirección General de Normas. Secretaria de Comercio y Fomento Industrial. Diario Oficial de la Federación. 16 p.

Iturbide-Dormon K. (2008). Caracterización de los efluentes de dos sistemas de producción de tilapia y el posible uso de plantas como agentes de biorremediación. Tesis de Maestría en Ciencia y Tecnología del Medio Ambiente. Universidad de San Carlos de Guatemala. [En línea]. Disponible en: http://biblioteca.usac.edu.gt/tesis/08/08_0157_MT.pdf

Jones, S. (2004). Evolution of Acuaponics. Acuaponics Journal. VI(I): 14-17

Koeniger, J. (2008) Aeration 101. Acuaponics Journal. 51: 24-26.

Lennard WA. (2004). Aquaponics research ar RMIT University, Melbourne Australia. Aquaponics Journal. Número 35:18-24, cuarto trimestre.

Lennard WA, Leonard BV. 2004. A comparison of reciprocating flow versus constant flow in an integrated, gravel bed, aquaponic test system. Aquaculture International 12:539-553

Malcolm J. (2005). Backyard aquaponics. A guide to building an aquaponic system. Joel Malcolm, Western Australia.

Masser, M. P., Rakycy, J., Losordo, T. M. (1999). Recircculating Aquaculture Tank Production Systems Management of Recirculating Systems. Southern Regional Aquaculture Center. 452:1-12p.

Racocy J. (2004). Questions and Answers. Aquaponics Journal.

Rains, J. (2007). Plants that grow well in aquaponics. Backyard Aquaponics Magazine 1:20-21

Ramirez, D., Sabogal, D., Jiménez, P., & Giraldo, H. H. (2008). La acuaponía: una alternativa orientada al desarrollo sostenible. FACULTAD DE CIENCIAS BÁSICAS, 4(1), 1900-4699. https://doi.org/10.18359/rfcb.2230

Romero, R. J. A. (1999). Calidad de agua. 2º Edición. Alfa- Omega Grupo Editorial, S.A. de C. V. y Editorial Escuela Colombiana de Ingeniería. México, CDMX. 273 P.

SEDAGRO, (2006). Cultivo de tilapia en estanques rústicos. Gobierno del Estado de México. Secretaria de Desarrollo Agropecuario, 41 p.

Somerville, C., Cohen, M., Pantanella, E., Stankus, A. & Lovatelli, A. (2022). Producción de alimentos en acuaponía a pequeña escala – Cultivo integral de peces y plantas. FAO DocumentoTécnico de Pesca y Acuicultura No. 589. FAO, Roma. https://doi.org/10.4060/i4021es

Tyson, R. V. (2004). Reonciling pH for ammonia biofiltration in a cucumber/tilapia aquaponics system using a perlite médium. Doctoral tesis. The University of Florida. Florida, Florida. USA. 120 p.

Capítulo 4
Trabajo y muestreo de aguas residuales en una planta de tratamiento

Luis Ángel Cortes Salazar

El estudio de cuerpos acuáticos naturales no solo involucra estudiar la complejidad ecológica que presentan estos ecosistemas, sino también conocer su estado de conservación, el cual, es susceptible a las actividades humanas relacionadas con el recurso agua. Una de las principales causas del deterioro en estos ecosistemas es la descarga de aguas residuales (Akpor y Muchie, 2011; Newton y McClary, 2019), ya que el 80% de estas aguas generadas a nivel global son vertidas directamente al ambiente sin antes haber pasado por algún tipo de tratamiento (WWAP, 2017). Este manejo inadecuado genera serios problemas tanto ambientales como sociales, principalmente, en el área de salud pública, esto a causa del uso de agua contaminada en actividades agrícolas y su consumo por la limitación de agua potable (Drechsel et al., 2015; González y Chiroles, 2011; Manga et al., 2001).

Es por esta razón que resulta crucial llevar estudiar y analizar el impacto adverso que genera el agua residual para comprender y explorar soluciones para su reutilización eficiente, mitigando así los efectos negativos y promover un uso más sostenible de este recurso vital.

Figura 1

Descargas de aguas residual a cuerpos acuáticos naturales.
Tomado de https://institutodelagua.es/aguas-residuales/aguas-residuales-industriales-en-inglesaguas-residuales/

Características del agua residual

El agua residual se define como aquella empleada por el ser humano, cuya calidad disminuye debido a alteraciones en su composición física, química y biológica. Su característica principal es la presencia de altas cargas de nutrientes (específicamente nitrógeno y fósforo) y materia orgánica (M.O.), así como la de patógenos (virus, bacterias y parásitos) y otros contaminantes, como fármacos, solventes, pesticidas, metales pesados, colorantes, etc. (Acién et al., 2016; Larsen et al., 2015; Volcke et al., 2020).

Sin embargo, la composición del agua residual depende del uso que haya tenido, por lo cual pueden clasificarse de manera general de la siguiente manera (von Sperling, 2007; Wee et al., 2016):

- **Agua residual doméstica:** Este tipo de aguas surgen de actividades higiénicas del hogar, como baños, cocinas, lavanderías, etc., incluyendo residuos comerciales, públicos y similares. Principalmente se caracterizan por contener desechos humanos como heces y orina (aguas negras), así como residuos del aseo personal, la cocina y la limpieza del hogar (aguas grises). Los contaminantes principales incluyen altas

concentraciones de nitrógeno y fósforo, materia orgánica, gérmenes patógenos, sólidos suspendidos, restos de jabones, detergentes, lejía, grasas y fármacos (Boutin & Eme, 2016; Osorio-Rivera et al., 2021).

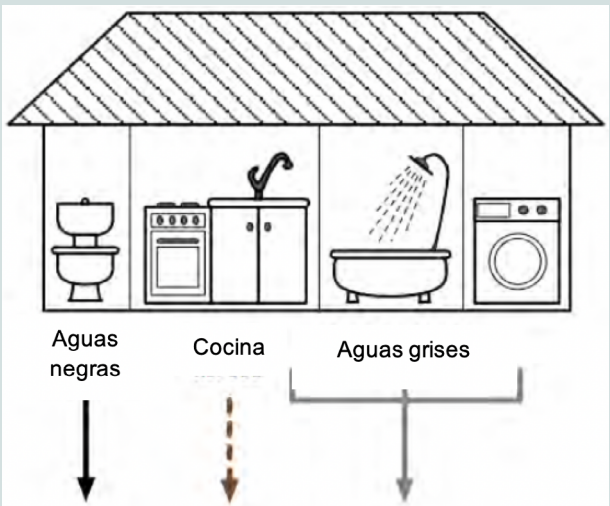


Figura 2

Composición de aguas residuales de tipo domésticas.
Tomado y modificado de Tervahauta (2014).

- **Agua residual industrial:** Este tipo de aguas residuales provienen de procesos industriales, como la industria textil, metalúrgica, minera, química, alimenticia, etc. Su composición varía según el tipo de actividad industrial específica, pero la materia orgánica en aguas residuales industriales suele presentarse de forma disuelta y en concentraciones muy altas, oscilando entre 1,000 y 10,000 mg/L de DBO (Demanda Bioquímica de Oxígeno) en comparación del agua residual doméstica, siendo la mayor parte materia no biodegradable. Por otra parte, los nutrientes inorgánicos como el nitrógeno y el fósforo están en cantidades menores, mientras que otros

contaminantes, como metales pesados, sales, hidrocarburos y tintes, son más abundantes y tienen un impacto negativo mayor (Karchiyappan et al., 2022; von Sperling, 2007; Zambrano y Saltos, 2009).

Figura 3

Descargas de aguas residuales de tipo textil.
Tomado de https://www.iagua.es/blogs/laura-bachiller-soria/impacto-industria-textil-agua-1

- **Agua residual municipal:** Este tipo de agua residual es una mezcla más amplia que incluye agua residual doméstica proveniente de comercios; pequeñas industrias; instituciones públicas, como escuelas y hospitales; y aguas pluviales que entran en el alcantarillado, resultando en una mayor variabilidad y complejidad en su composición (López-García et al., 2016; WWAP, 2017).
- **Agua residual agrícola:** Este tipo de aguas residuales proviene de actividades rurales, como la agricultura y la ganadería. Sus principales contaminantes incluyen

fertilizantes que contienen nutrientes inorgánicos, como nitratos, fosfatos y compuestos de amonio. Asimismo, está la presencia de compuestos químicos, como plaguicidas, herbicidas y fungicidas, que pueden tener efectos tóxicos.

Además, las aguas residuales provenientes de explotaciones ganaderas están fuertemente cargadas de materia fecal, lo que agrava la contaminación biológica del agua (Chen, 2021; Zambrano y Saltos, 2009).

Tabla 1

Principales contaminantes en diferentes tipos de aguas residuales. Tomado y modificado de von Sperling (2007).

Contaminante	Parametros representativos promedio	Fuente			
		Agua residual		Agua de lluvia	
		Domestica	Industrial	Urbano	Agricola
Solidos suspendidos	Solidos suspedidos totales	XXX	~	XX	X
Materia orgánica biodegradable	Demanda biológica de oxígeno	XXX	~	XX	X
Nutrientes	Nitrogeno / Fósforo	XXX	~	XX	X
Patógenos	Coliformes	XXX	~	XX	X
Materia orgánica No biodegradable	Pesticidas / Detergentes / Otros	X	~	X	XX
Metales	Elementos específicos (As, Cd, Cr, Cu, Hg, Ni, Pb, Zn, etc.)	X	~	X	
Solidos disueltos inorganicos	Solidos disueltos totales / Conductividad	XX	~		X

(x) pequeño (xx) intermedio xxx: alto (~) variable (vació) usualmente no importante

Plantas de tratamiento de agua residual

Una solución para evitar las descargas de aguas residuales a los cuerpos acuáticos naturales ha sido la construcción de plantas de tratamiento. La función de una planta de tratamiento es mejorar la calidad del agua residual a traves de procesos físicos, químicos y biológicos (Bahadir & Haarstrick, 2022; Wee et al., 2016), que está conformado por cuatro etapas:

- **Pretratamiento:** Consiste en la eliminación de partículas y objetos de gran tamaño, como ropa, plásticos, sólidos grandes, arena, grava, grasas y aceites, que podrían dañar o interferir con el proceso de tratamiento en etapas posteriores. Principalmente, se emplean métodos físicos de remoción, como rejillas, tamices y desarenadores (Abdel-Raouf et al., 2012; von Sperling, 2007; Zambrano & Saltos, 2009).
- **Tratamiento primario:** Esta etapa tiene la finalidad de remover sólidos suspendidos y materia orgánica flotante mediante procesos de sedimentación, ya sea por gravedad (método físico) o el empleo de coagulantes (método químico), permitiendo que los sólidos se acumulen en el fondo, generando lo que se conoce como lodos primarios (Abdel-Raouf et al., 2012; Troconis, 2010; von Sperling, 2007).
- **Tratamiento secundario:** Esta etapa degrada y remueve la materia orgánica disuelta mediante métodos biológicos, utilizando la actividad metabólica de las comunidades bacterianas. Para ello, se pueden usar procesos como el uso de lodos activados, que consiste en la degradación de la materia orgánica bajo condiciones aeróbicas; filtros percoladores, en el que el agua pasa sobre un lecho de material poroso colonizado por microorganismos que degradan la materia orgánica; y digestores anaerobios, la degradación de materia orgánica en ausencia de oxígeno (Abdel-Raouf et al., 2012; Troconis, 2010; von Sperling, 2007).
- **Tratamiento terciario:** Esta última etapa tiene la función de remover aquellos contaminantes que aún están presentes en el agua residual a pesar de pasar por las anteriores etapas, como nutrientes inorgánicos (nitrógeno y fósforo), metales pesados, fármacos, tintes, entre otros, así como eliminar todo tipo de patógenos mediante procesos físicos, químicos y/o biológicos (carbón activado, filtración adicional, cloración, luz UV, ozonificación, etc.). Esta etapa también se le conoce como “pulimento” (Abdel-Raouf et al., 2012; Karchiyappan et al., 2022; Zambrano & Saltos, 2009).

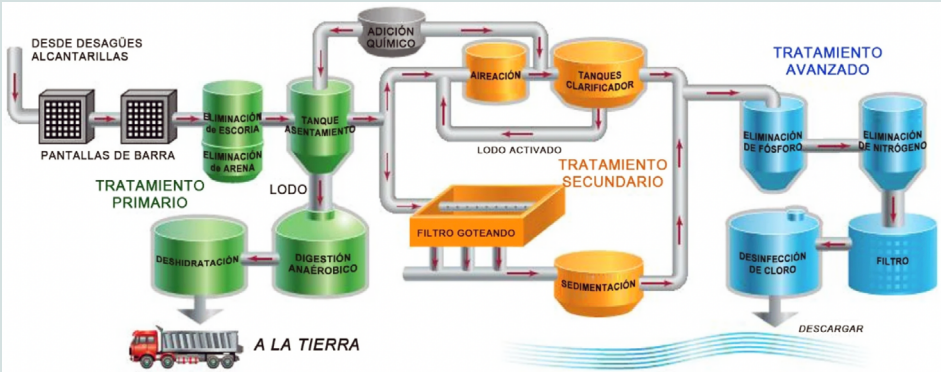


Figura 4

Etapas del proceso de tratamiento de aguas residuales.
Tomado y modificado de https://cdn2.hubspot.net/hubfs/4298533/Corzan_Industrial/Charts/es-mx/esp_infografia_tratamiento_de_ag.jpg

Para determinar si el tratamiento del agua residual es eficiente, es necesario analizar varias variables a lo largo del proceso del tratamiento, como nutrientes, materia orgánica, patógenos, entre otros, ya que estos indicadores permiten verificar si cada etapa del tratamiento está funcionando de manera correcta y si es posible la reutilización del agua tratada en diferentes ámbitos, como el agrícola, industrial o municipal (Morgan et al., 2023).

Variables importantes en la calidad de agua

- **Total de Sólidos disueltos y suspendidos:** Los sólidos disueltos (TSD) y suspendidos (TSS) son partículas sólidas que incluyen materia orgánica, microorganismos y compuestos orgánicos e inorgánicos. El TSD está compuesto principalmente por partículas microscópicas (<1.5 µm) en forma iónica o molecular, mientras que el TSS son partículas de mayor tamaño (Bolivar-Cuartas et al., 2021; CONAGUA, 2019).

- **Nutrientes:** El nitrógeno y el fósforo son nutrientes que se encuentran en gran concentración en el agua residual, presentándose principalmente en formas inorgánicas, como nitratos (NO_3^-), nitritos (NO_2^-), amonio (NH_4^+), amoniaco (NH_3), ortofosfatos (PO_4^{3-}) y polifosfatos, aunque puede encontrarse el nitrógeno y el fósforo en forma orgánica. Un exceso de estos nutrientes puede causar problemas de eutrofización y salud pública. (Ekama et al., 2020; Lopez-Vazquez et al., 2020).
- **Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO5):** Es la cantidad de oxígeno disuelto que necesitan los microorganismos para degradar la materia orgánica presente en una muestra de agua residual en un intervalo de 5 días. Este parámetro indica la carga de materia orgánica fácilmente biodegradable (CONAGUA, 2019; Ekama y Wentzel, 2020).
- **Demanda Química de Oxígeno (DQO):** Representa la cantidad de oxígeno requerida para oxidar químicamente materia orgánica biodegradable y no biodegradable (recalcitrante), además de algunos compuestos inorgánicos presentes en el agua. Este parámetro indica la carga orgánica total (CONAGUA, 2019; Ekama & Wentzel, 2020).
- **Coliformes:** Los coliformes son un grupo de bacterias que pertenecen a la familia Enterobacteriaceae (*Citrobacter*, *Enterobacter*, *Klebsiella* y *Escherichia coli*), las cuales son indicadoras de contaminación biológica. Se clasifican en tres grupos (Larreal-Murrell et al., 2013):
  - ***Coliformes totales:*** son aquellos organismos que están presentes de forma natural en aguas, suelos o vegetación (contaminación ambiental)
  - ***Coliformes fecales:*** son aquellos organismos que indican la existencia de contaminación fecal ya sea de origen humano o animal.
  - ***E. coli:*** Subgrupo especifico que refleja contaminación fecal reciente.

Medidas de seguridad

Antes de realizar un muestreo en una planta de tratamiento es importante seguir las siguientes medidas de seguridad para prevenir el contacto con agua residual:

- Emplear guantes de látex o nitrilo.
- Uso de cubrebocas.
- Lentes de seguridad.
- Vestimenta adecuada (ropa de trabajo y bata).
- Lavarse las manos antes y después del muestreo.

Muestreo y trabajo de laboratorio

Figura 5

Toma de muestras en los diferentes compartimentos de una planta de tratamiento ecotecnológica (SUTRANE: Sistema Unitario de Tratamiento y Reusó de Agua, Nutrientes y Energía).

En el muestreo, es fundamenta conocer el diseño y las partes que conforman una planta de tratamiento para determinar adecuadamente los sitios donde se obtendrán las muestras de agua residual.

Para el análisis de nutrientes y sólidos, las muestras de agua residual se recolectan en botellas de plástico (polietileno) con capacidad de 1 litro, mientras que para el análisis de coliformes se utilizan botellas ámbar de 125 mL previamente esterilizadas. Es indispensables etiquetar cada botella previamente con la fecha y compartimento o sección de donde se toma la muestra, y la prueba analítica que se realizará. Es importante que las muestras se conserven a una temperatura de 4°C.

En el laboratorio, la determinación de nutrientes como el nitrógeno y el fósforo se lleva a cabo mediante métodos colorimétricos. Este proceso implica hacer reaccionar cada nutriente con reactivos específicos para generar un color característico. Posteriormente, la concentración de la solución se calcula midiendo su absorbancia a una longitud de onda específica de la luz, utilizando un espectrofotómetro. Por otro lado, la determinación de sólidos se lleva a cabo utilizando métodos de evaporación y calcinación, lo que permite identificar y cuantificar tanto los sólidos disueltos como los suspendidos.

En el caso del análisis de la Demanda Química de Oxígeno (DQO), el agua residual recolectada debe acidificarse con una solución de ácido sulfúrico (H_2SO_4 al 4M) hasta alcanzar un pH menor a 2. Posteriormente, la muestra se mantiene a una temperatura de 4°C. Este procedimiento evita que la degradación de la materia orgánica por acción de la comunidad microbiana, permitiendo conservar por más tiempo las muestras (aproximadamente un mes). En laboratorio, la determinación de la carga de la DQO puede realizarse por el método de titulación con sulfato ferroso amoniacal (FAS) o por colorimetría, esto dependiendo de la disponibilidad de recursos y equipo que cuente el laboratorio.

Por otro lado, para el análisis de la Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO) se recomienda realizar el análisis de este parámetro el mismo día del muestreo, siguiendo la NMX-AA-028-SCFI-2001. La determinación de la carga de la DBO puede realizarse por el método de yodométrico o empleando un equipo de medición de oxígeno disuelto.

A partir de la DQO y la DBO se puede determinar el grado de biodegradabilidad de la materia orgánica en el agua residual. Al comparar ambas mediciones, es posible determinar qué proporción de la carga orgánica total es susceptible de ser degradada mediante procesos biológicos (comunidad microbiana), lo cual es esencial para el diseño y optimización de sistemas de tratamiento de aguas.

Tabla 2. Grado de biodegradabilidad (Perojo-Bellido de Luna et al., 2022).

DBO/DQO	Grado de biodegradabilidad
>0.4	Muy biodegradable
0.2 – 0.4	Medianamente biodegradable
<0.2	No biodegradable

Para el análisis de coliformes, se recomienda procesar las muestras dentro de un periodo de 48 horas. Esta prueba consta de dos partes: la primera es una prueba presuntiva, que permite detectar la posible presencia de organismos coliformes; y la segunda, una confirmativa, en la que se corrobora que dichos organismos son coliformes. Para ello, se utilizan medios de cultivo específicos, entre los cuales se incluyen el caldo lactosado (presuntivo), el caldo verde bilis brillante y el agua peptonada (confirmativa), entre otros.

En la tabla 3, se muestran las pruebas que se realizan para el análisis de formas de nitrógeno, fósforo, DBO, DQO, TSS, TSD y coliformes de aguas residuales:

En este enlace (https://youtu.be/hBLC_bdcslY) se explica de manera más detallada el trabajo que se realiza en una planta de tratamiento de tipo ecológica.

Tabla 3. Métodos utilizados en las determinaciones.

Parámetro	Prueba (Referencia)
Total de Sólidos Suspendidos (TSS)	NMX-AA-034-SCFI-2015 Medición de sólidos y sales disueltas en aguas naturales, residuales y residuales tratadas
Total de Sólidos Disueltos (TSD)	
Nitratos (NO_3^-)	NMX-AA-079-SCFI-2001 Determinación de nitratos en aguas naturales, potables, residuales y residuales tratadas
Nitritos (NO_2^-)	NMX-AA-154-SCFI-2011 Determinación de nitrógeno de nitritos en aguas naturales, residuales, residuales tratadas y marinas
Amonio (NH_4^+)	Método Fenato American Public Health Association (APHA) (2012) Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater, 22nd Edition, APHA, AWWA, WEF
Ortofosfatos (PO_4^{3-})	NMX-AA-029-SCFI-2001 Determinación de fósforo total en aguas naturales, residuales y residuales tratadas
Fósforo total	
DBO	NMX-AA-028-SCFI-2001 Determinación de la demanda bioquímica de oxígeno en aguas naturales, residuales y residuales tratadas
DQO	NMX-AA-030-SCFI-2011 Determinación de la demanda química de oxígeno en aguas naturales, residuales y residuales tratadas
Coliformes	NMX-AA-042-SCFI-2015 Enumeración de organismos coliformes totales, organismos coliformes fecales (termotolerantes) y *Escherichia coli* – Método del número más probable en tubos múltiples

Referencias

Abdel-Raouf, N., Al-Homaidan, A. A., & Ibraheem, I. B. M. (2012). Microalgae and wastewater treatment. En *Saudi Journal of Biological Sciences* (Vol. 19, Número 3, pp. 257–275). https://doi.org/10.1016/j.sjbs.2012.04.005

Acién, F. G., Gómez-Serrano, C., Morales-Amaral, M. M., Fernández-Sevilla, J. M., & Molina-Grima, E. (2016). Wastewater treatment using microalgae: how realistic a contribution might it be to significant urban wastewater treatment? En *Applied Microbiology and Biotechnology* (Vol. 100, Número 21). https://doi.org/10.1007/s00253-016-7835-7

Akpor, O. B., & Muchie, M. (2011). Environmental and public health implications of wastewater quality. En *African Journal of Biotechnology* (Vol. 10, Número 13).

Bahadir, M., & Haarstrick, A. (2022). *Water and Wastewater Management*. Springer Nature. https://link.springer.com/book/10.1007/978-3-030-95288-4#publish-with-us

Bolivar-Cuartas, S. M., Castaño-Muñoz, D. L., & Gutiérrez-Flórez, O. D. (2021). Modelo Correlacional de Sólidos Suspendidos Totales Presentes en Aguas Residuales Domésticas Mediante Análisis de Turbiedad. *Producción + Limpia*, *16*(1). https://doi.org/10.22507/pml.v16n1a10

Boutin, C., & Eme, C. (2016). Domestic Wastewater Characterization by Emission Source. En *13eme congres specialise IWA on Small Water and wastewater Systems*. https://hal.science/hal-01469077/

Chen, J. (2021). Pesticide Waste Management and Agricultural Environmental Protection. *Proceedings of the 2021 6th International Conference on Social Sciences and Economic Development (ICSSED 2021)*, *543*. https://doi.org/10.2991/assehr.k.210407.170

CONAGUA. (2019). *Manual de Agua Potable, Alcantarillado y Saneamiento Introducción al Tratamiento de Aguas Residuales Municipales*. SEMARNAT. https://files.conagua.gob.mx/conagua/mapas/SGAPDS-1-15-Libro25.pdf

Drechsel, P., Qadir, M., & Wichelns, D. (2015). Wastewater: Economic asset in an urbanizing world. En *Wastewater: Economic Asset in an Urbanizing World*. https://doi.org/10.1007/978-94-017-9545-6

Ekama, G. A., & Wentzel, M. C. (2020). Organic matter removal. En G. Chen, M. C. M. van Loosdrecht, G. A. Ekama, & D. Brdjanovic (Eds.), *Biological Wastewater Treatment:*

Principles, Modeling and Design (pp. 111–160). IWA Publishing. https://doi.org/10.2166/9781789060362_0111

Ekama, G. A., Wentzel, M. C., & van Loosdrecht, M. C. M. (2020). Nitrogen removal. En G. Chen, M. C. M. van Loosdrecht, G. A. Ekama, & D. Brdjanovic (Eds.), *Biological Wastewater Treatment: Principles, Modeling and Design* (pp. 161–238). IWA Publishing. https://doi.org/10.2166/9781789060362_0161

González, M. I., & Chiroles, S. (2011). Uso seguro y riesgos microbiológicos del agua residual para la agricultura. *Revista Cubana de Salud Pública*, *37*(1). https://doi.org/10.1590/s0864-34662011000100007

Karchiyappan, T., Karri, R. R., & Dehghani, M. H. (2022). *Industrial Wastewater Treatment* (T. Karchiyappan, R. R. Karri, & M. H. Dehghani, Eds.; Vol. 106). Springer International Publishing. https://doi.org/10.1007/978-3-030-98202-7

Larreal-Murrell, J., Rojas-Badía, M., Romeu-Álvarez, B., Rojas-Hernández, N., & Heydrich-Pérez, M. (2013). Bacterias indicadoras de contaminación fecal en la evaluación de la calidad de las aguas: revisión de la literatura. *Revista CENIC Ciencias Biológicas*, *44*(3), 24–34. https://www.redalyc.org/pdf/1812/181229302004.pdf

Larsen, T. A., Udert, K. M., & Lienert, J. (2015). Source Separation and Decentralization for Wastewater Management. En *Source Separation and Decentralization for Wastewater Management*. IWA Publishing. https://doi.org/10.2166/9781780401072

López-García, A. D., Ortega-Escobar, H. M., Ramírez-Ayala, C., Sánchez-Bernal, E. I., Can-Chulim, Á., Gómez-Meléndez, D. J., & Vázquez-Alvarado, R. E. (2016). Caracterización fisicoquímica del agua residual urbano-industrial y su importancia en la agricultura. *Tecnologia y Ciencias del Agua*, *7*(6), 139–157. https://www.scielo.org.mx/pdf/tca/v7n6/2007-2422-tca-7-06-00139.pdf

Lopez-Vazquez, C. M., Wentzel, M. C., Ekama, G. A., van Loosdrecht, M. C. M., Brdjanovic, D., & Oehmen, A. (2020). Enhanced biological phosphorus removal. En G. Chen, M. C. M. van Loosdrecht, G. A. Ekama, & D. Brdjanovic (Eds.), *Biological Wastewater Treatment: Principles, Modeling and Design* (pp. 239–326). IWA Publishing. https://doi.org/10.2166/9781789060362_0239

Manga, J., Logreira, N., & Serralt, J. (2001). Reúso de aguas residuales: Un recurso hídrico disponible. *Ingeniería & Desarrollo*, *9*(9), 12–21. https://rcientificas.uninorte.edu.co/index.php/ingenieria/article/view/2271/1483

Morgan Sagastume, J. M., Morgan Martínez, C., Ramírez Higareda, B. L., & Noyola Robles, A. (2023). Tratamiento y reúso de agua residual municipal: Metodología para estimar el potencial de reúso en una región y evaluar el desempeño de plantas de tratamiento. En *Tratamiento y reúso de agua residual municipal: Metodología para estimar el potencial de reúso en una región y evaluar el desempeño de plantas de tratamiento*. UNAM. https://doi.org/10.22201/iingen.9786073082693e.2023

Newton, R. J., & McClary, J. S. (2019). The flux and impact of wastewater infrastructure microorganisms on human and ecosystem health. *Current Opinion in Biotechnology*, *57*, 145–150. https://doi.org/10.1016/j.copbio.2019.03.015

Osorio-Rivera, M. A., Carrillo Barahona, W. E., Negrete Costales, J. H., Loor Lalvay, X. A., & Riera Guachichullca, E. J. (2021). La calidad de las aguas residuales domésticas. *Polo del Conocimiento: Revista científico - profesional, ISSN-e 2550-682X, Vol. 6, Nº. 3, 2021, págs. 228-245*, *6*(3). https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=7926905

Perojo-Bellido de Luna, A. M., Aguilera-Corrales, Y., Villar-Aneiros, A., & Avilés-Aguilera, Y. de la C. (2022). Caracterización de las aguas residuales generadas en la producción de conjugados monovalentes en el Instituto Finlay de Vacunas. *VacciMonitor*, *31*(2). http://scielo.sld.cu/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S1025-028X2022000200060

Tervahauta, T. (2014). *Phosphate and organic fertilizer recovery from black water* [Tesis de doctorado, Wageningen University]. https://library.wur.nl/WebQuery/wda/2069381

Troconis, A. (2010). *Tratamiento de Aguas Residuales*. Belzona Inc. https://www.belzona.com/es/solution_maps/wastewater/money_map.pdf

Volcke, E. I. P., Solon, K., Comeau, Y., & Henze, M. (2020). Wastewater characteristics. En G. Chen, M. van Loosdrecht, G. Ekama, & D. Brdjanovic (Eds.), *Biological Wastewater Treatment: Principles, Modeling and Design* (pp. 77–110). IWA Publishing. https://doi.org/10.2166/9781789060362_0077

von Sperling, M. (2007). Wastewater Characteristics, Treatment and Disposal. En *Water Intelligence Online* (Número 0). IWA Publishing. https://doi.org/10.2166/9781780402086

Wee, T., Kim, C., Hanif, M., Muhammad, M. F., Yong, C., Yahya, A., & Ibrahim, Z. (2016). Review on Wastewater Treatment Technologies. *International Journal of Applied Environmental Sciences*, *11*(1), 111–126. https://www.ripublication.com/ijaes16/ijaesv11n1_08.pdf

WWAP. (2017). *Informe mundial de las Naciones Unidas sobre el desarrollo de los recursos hídricos, 2017: Aguas residuales: el recurso no explotado*. UNESCO Publishing. https://unesdoc.unesco.org/ark:/48223/pf0000247647

Zambrano, P., & Saltos, X. (2009). *Diseño del sistema de tratamiento para la depuración de las aguas residuales domésticas de la población San Eloy en la provincia de Manabí por medio de un sistema de tratamiento natural compuesto por un humedal artificial de flujo libre* [Escuela Superior Politécnica Del Litoral]. https://www.dspace.espol.edu.ec/xmlui/handle/123456789/6032

Glosario

Acuícola: Organismos (plantas, animales o microorganismos) que viven en el agua, ya sea en ambientes dulces o marinos.

Agua residual: Agua que ha sido utilizada en actividades domésticas, industriales o agrícolas, y que contiene contaminantes como materia orgánica, nutrientes inorgánicos o microorganismos patógenos.

Alcalinidad: Es la capacidad del agua para neutralizar ácidos, determinada por la concentración de compuestos como bicarbonatos, carbonatos y, en menor medida, hidróxidos. Esta propiedad permite que el agua resista cambios drásticos en su pH, funcionando como un amortiguador. La alcalinidad es importante para mantener la estabilidad química y biológica de los ecosistemas acuáticos, protegiéndolos de la acidificación y ayudando a que los organismos acuáticos puedan mantener un ambiente propicio para su desarrollo.

Almácigos: Espacio donde se siembran semillas para que las plántulas crezcan y desarrollen sus raíces y hojas antes de ser trasplantadas a un lugar definitivo. Se utiliza para reproducir plantas que requieren cuidados especiales o que se siembran en condiciones difíciles.

Anoxia: Condición de ausencia total de oxígeno disuelto en el agua.

Astáticos estacionales: Ecosistemas acuáticos que experimentan ciclos de desecación periódica durante ciertas estaciones del año, generalmente en ambientes semiáridos.

Astáticos perennes: Sistemas acuáticos que experimentan fluctuaciones en el volumen de agua, pero no llegan a desecarse completamente, manteniendo siempre una cantidad de agua.

Astáticos semiperennes: Sistemas de agua con fluctuaciones cíclicas en el volumen de agua, en los cuales la desecación completa es ocasional, pero no siempre ocurre.

Bacterioplancton: Conjunto de bacterias y arqueas que flotan en la columna de agua y juegan un papel fundamental en los ciclos biogeoquímicos, especialmente participan en la descomposición de materia orgánica.

Bentos: Son los organismos, tanto animales como plantas, que habitan el fondo de cuerpos de agua. Incluyen especies como insectos acuáticos, crustáceos, moluscos y algas, y juegan un papel clave en la descomposición de materia orgánica, el reciclaje de nutrientes y el mantenimiento de la cadena alimentaria en los ecosistemas acuáticos.

Bio-bolas: estructuras esféricas especialmente diseñadas para albergar la mayor cantidad de bacterias nitrificantes y permitir un flujo de agua lo mayor posible entre ellas.

Biofiltro: sistema de filtración que utiliza microorganismos vivos para eliminar contaminantes y mejorar la calidad del agua o del aire.

Biomasa clorofílica: Medición de la cantidad de clorofila en un ecosistema acuático, que sirve como indicador indirecto de la productividad primaria y de la biomasa de fitoplancton.

Buffer: Capacidad de un sistema acuático para resistir cambios bruscos en el pH, regulada por compuestos químicos, como los carbonatos, que actúan como amortiguadores frente a la adición de ácidos o bases.

Cámara de sedimentación: Dispositivo utilizado en investigaciones limnológicas para separar y cuantificar partículas microscópicas suspendidas en el agua, como fitoplancton, a través de su sedimentación por gravedad.

Cenote: Depresión natural en terrenos kársticos que se llena de agua debido al colapso de una cueva subterránea, común en regiones con rocas calcáreas, como la Península de Yucatán.

Cepas: variedades de microorganismos como bacterias, levaduras u hongos, caracterizadas por sus propiedades y comportamientos únicos.

Ciclos biogeoquímicos: Procesos naturales cíclicos que implican la circulación de elementos esenciales (como carbono, nitrógeno y fósforo) entre los organismos vivos y su entorno abiótico, fundamentales para la vida en los ecosistemas acuáticos.

Clarificador: Es un equipo utilizado para la separación de sólidos en suspensión de un líquido, generalmente mediante sedimentación. Se usa comúnmente en el tratamiento de agua potable, aguas residuales e incluso en procesos industriales.

Cloración: Proceso de desinfección del agua mediante la adición de cloro o compuestos derivados para eliminar microorganismos patógenos.

Clorofila a: Pigmento fotosintético presente en todos los organismos fotosintéticos, utilizado como indicador de la biomasa fitoplanctónica y de la actividad fotosintética en los ecosistemas acuáticos.

Coagulantes: Sustancias químicas utilizadas en el tratamiento del agua para aglutinar partículas suspendidas, facilitando su sedimentación y posterior eliminación.

Coliformes: Grupo de bacterias indicadoras de contaminación fecal en el agua, utilizadas como referencia para evaluar la calidad microbiológica del agua.

Cubeta lacustre: Depresión geográfica en la que se acumula agua, formando un lago o embalse, generalmente alimentado por cuencas hidrográficas.

Curva hipsográfica: Gráfica utilizada para representar la relación entre el área superficial de un cuerpo de agua y su profundidad, útil para determinar la capacidad de almacenamiento de un lago.

DBO (Demanda Bioquímica de Oxígeno): Medida de la cantidad de oxígeno necesaria para que los microorganismos descompongan la materia orgánica en un cuerpo de agua.

Delta: Formaciones geográficas donde un río se divide en varios brazos al llegar a un cuerpo de agua mayor, como un mar o un océano, creando una región de depósitos sedimentarios y áreas de inundación.

Densidad: medida física que describe la cantidad de masa que contiene un objeto o sustancia por unidad de volumen.

Diversidad biológica: Variedad de especies, genes y ecosistemas presentes en un área determinada, y su distribución, que afecta la estabilidad y funcionamiento del ecosistema acuático.

Diversidad endémica: Especies que existen exclusivamente en una región geográfica restringida, debido a factores ecológicos y evolutivos que promueven su aislamiento.

DQO (Demanda Química de Oxígeno): Indicador de la cantidad total de materia orgánica e inorgánica en el agua que puede ser oxidada químicamente.

Dureza del agua: Es una medida de la concentración de sales disueltas, principalmente iones de calcio y magnesio, en el agua. La dureza del agua se clasifica en temporal, asociada con los bicarbonatos, que se puede eliminar por ebullición, y permanente, que se debe a las sales solubles de calcio y magnesio, como sulfatos y cloruros, que no se eliminan mediante ebullición. La dureza influye en la calidad del agua y en diversos procesos biológicos, industriales y domésticos.

Embalses: Cuerpos de agua artificiales creados por la construcción de presas, con fines como el almacenamiento de agua, la regulación de caudales, la generación de energía hidroeléctrica o el riego.

Epilimnion, metalimnion, hipolimnion: Capas de un cuerpo de agua estratificado según la temperatura: el epilimnion es la capa superficial, el metalimnion la capa intermedia, y el hipolimnion es la capa profunda y más fría.

Espectrofotómetro: Instrumento que mide la absorción de luz en soluciones líquidas, a diferentes longitudes de onda, utilizado para determinar concentraciones de compuestos disueltos, como clorofila o contaminantes.

Estado trófico: Clasificación de un cuerpo de agua según su contenido en nutrientes y la productividad primaria.

Eutrófico: Alta concentración de nutrientes y alta productividad.

Eutrofización: Proceso natural que ocurre en los sistemas acuáticos, cuando hay un exceso de nutrientes, especialmente nitrógeno y fósforo.

Fitoplancton: Organismos microscópicos fotosintéticos que flotan en la columna de agua, formando la base de la red alimentaria acuática.

Fluorómetro de campo: Dispositivo portátil utilizado para medir la fluorescencia de la clorofila en el agua, lo que proporciona una estimación indirecta de la biomasa fitoplanctónica.

Hidráulica: Ciencia de la ingeniería que se enfoca en el estudio y control del flujo de agua y otros fluidos, en aplicaciones como presas, canales y sistemas de riego.

Hidrodinámica: Rama de la física que estudia el comportamiento de los fluidos en movimiento, y en particular, el movimiento del agua en cuerpos acuáticos como lagos, ríos y océanos.

Hipertrófico: Excesiva concentración de nutrientes, con productividad extremadamente alta y problemas de eutrofización.

Hortalizas: Plantas cultivadas para consumo humano, cuyas partes comestibles pueden ser hojas, tallos, raíces, tubérculos, flores y frutos.

Hortícola: Cultivo de plantas, especialmente hortalizas y plantas ornamentales.

Ictiómetro: Instrumento utilizado para medir el tamaño de los peces.

Inocuidad: Garantía de que un alimento o producto no cause daño; ausencia de riesgos incluyendo la presencia de patógenos, toxinas, contaminantes físicos y químicos.

Isóbata: Línea en un mapa o carta que conecta puntos de igual profundidad dentro de un cuerpo de agua, utilizada en estudios batimétricos.

Lago caldera: Lago formado en el cráter de un volcán extinto o en erupción, comúnmente por la acumulación de agua de lluvia o deshielos.

Lago de denudación: Lago formado por la acumulación de agua en depresiones creadas por procesos geomorfológicos como deslizamientos o la erosión de las laderas de un río.

Lago maar: Es un tipo de lago volcánico que se forma debido a erupciones freatomagmáticas, que ocurren cuando el magma caliente entra en contacto con agua subterránea.

Lago tectónico: Lago formado por movimientos tectónicos, típicamente en fallas o hundimientos de la corteza terrestre, resultando en cuerpos de agua profundos y de gran extensión.

Lagos playa: Cuerpos de agua formados en zonas semiáridas o áridas, que se llenan durante la temporada de lluvias y se secan en periodos secos.

Lénticos: son ecosistemas acuáticos caracterizados por la presencia de masas de agua con flujo casi nulo o muy limitado, lo que permite la estratificación térmica y química. Incluyen lagos, lagunas, estanques y pantanos.

Lodos activados: Proceso biológico para el tratamiento de aguas residuales que utiliza microorganismos en suspensión para descomponer la materia orgánica.

Lóticos: Ecosistemas acuáticos, que se caracterizan por el flujo continuo de agua, lo que resulta en un entorno dinámico y en constante cambio como ríos, arroyos y corrientes.

Mesotrófico: Moderada concentración de nutrientes y productividad.

Monocultivos: cultivo de un solo tipo de especie animal o vegetal, en un área determinada sea acuática o terrestre, durante un periodo prolongado de tiempo.

Monomixis cálida: es un régimen de circulación en lagos donde la columna de agua se mezcla completamente una vez al año, durante la estación fría. Durante la temporada cálida, el lago desarrolla una estratificación térmica estable, con una capa superficial más caliente y una capa profunda más fría.

Morfométrico: Relativo a la medición y análisis de las características físicas y geométricas de un cuerpo de agua, como su forma, área superficial, profundidad y volumen.

Necton: Grupo de organismos acuáticos que son capaces de nadar activamente e independientemente de las corrientes de agua.

Nitrificantes: microorganismos fundamentales en el ciclo del nitrógeno en la naturaleza. Pueden convertir el amoniaco en nitrato a través del proceso llamado nitrificación.

Nutrientes inorgánicos disueltos: Elementos esenciales como nitrógeno, fósforo y silicio, presentes en formas solubles en agua, que son vitales para el crecimiento y la reproducción de organismos acuáticos.

Oligotrófico: Baja concentración de nutrientes y productividad primaria.

Oxiclina: Zona en un cuerpo de agua donde la concentración de oxígeno disminuye rápidamente con la profundidad.

Oxígeno disuelto: Cantidad de oxígeno molecular presente en el agua, esencial para la respiración de organismos acuáticos.

Ozonización: Método de desinfección del agua que utiliza ozono para eliminar contaminantes y microorganismos.

Patógenos: Microorganismos como bacterias, virus y parásitos que pueden causar enfermedades en humanos y animales.

Percepción remota: Tecnología que utiliza satélites, drones y sensores aéreos para recolectar información sobre cuerpos de agua sin contacto directo, proporcionando datos sobre su dinámica, cobertura y calidad.

Perfil batimétrico: Estudio de la profundidad de un cuerpo de agua a lo largo de un transecto determinado, utilizado para entender su forma y las variaciones de profundidad.

Pesquería: Es la actividad de captura de organismos acuáticos, como peces, moluscos y crustáceos, en cuerpos de agua dulce, como ríos, lagos y embalses, con fines comerciales, recreativos o de subsistencia.

Plancton: Conjunto de organismos acuáticos microscópicos que no tienen la capacidad de nadar contra las corrientes, desempeñando un rol fundamental en la base de las redes alimenticias.

Planímetro: Herramienta utilizada para medir áreas sobre mapas o planos, especialmente útil en estudios geográficos y batimétricos.

Planta de tratamiento: Instalación destinada a la depuración del agua residual mediante procesos físicos, químicos y biológicos antes de su reutilización o vertido.

Polimíctico: Tipo de cuerpos de agua que experimentan mezcla regular durante el año, debido a su baja profundidad, lo que permite la circulación constante de agua.

Productividad primaria: Tasa a la que los organismos fotosintéticos, como el fitoplancton, convierten la energía solar y los nutrientes en biomasa orgánica.

Quelato: Es un compuesto en el que un metal está unido a una o más moléculas de manera estable, formando una estructura cerrada que lo hace más fácil de transportar o absorber.

Raceways: sistemas de cultivo de peces y otros organismos acuáticos que se caracterizan por ser canales o estanques largos y estrechos, donde el agua fluye constantemente y se renueva de manera continua.

Receptáculo: contenedor o área diseñada para recibir, almacenar o contener algo.

Recirculante: proceso de reutilizar el agua o fluido en un sistema, en lugar de desecharlo y reemplazarlo con agua nueva.

Redes de filtración: Equipos utilizados para recolectar organismos microscópicos, como el fitoplancton o zooplancton, suspendidos en el agua, facilitando su análisis.

Reservorios: Cuerpos de agua artificiales destinados a actividades agrícolas, de abastecimiento de agua y acuicultura.

Sedimentación: Proceso físico en el que las partículas suspendidas en el agua se asientan en el fondo de un cuerpo de agua debido a la fuerza de la gravedad.

Sistema de información geográfica (SIG): Tecnología avanzada para la recopilación, almacenamiento, análisis y presentación de datos espaciales, aplicable en estudios ambientales y recursos hídricos.

Sistemas astáticos: Cuerpos de agua cuyo volumen fluctúa considerablemente a lo largo del año, respondiendo a variaciones estacionales.

Sistemas lacustres: Ecosistemas acuáticos de agua dulce o salada, especialmente aquellos ubicados en lagos y embalses, cruciales para la biodiversidad y la regulación hídrica.

Sólidos disueltos: Partículas pequeñas disueltas en el agua que no pueden ser filtradas mediante procesos convencionales, como sales minerales o compuestos orgánicos.

Sólidos particulados: Materiales sólidos suspendidos en el agua que pueden ser removidos mediante procesos de sedimentación o filtración.

Sondaleza: Instrumento utilizado para medir la profundidad de cuerpos de agua, generalmente en entornos pequeños o específicos.

Taponar: proceso de obstruir o bloquear un conducto con un material u objeto a forma de tapón.

Termoclina: Capa de transición entre el epilimnion y el metalimnion en cuerpos de agua estratificados, donde ocurre un cambio brusco en la temperatura y densidad del agua.

Total de sólidos disueltos (TSD): Medición de la concentración total de minerales y compuestos solubles en el agua, vinculada a parámetros como la conductividad eléctrica.

Turbidez: Grado de claridad del agua, afectado por la cantidad de partículas suspendidas, que pueden ser orgánicas o inorgánicas, y que reducen la penetración de luz.

Ultraoligotrófico: Muy baja productividad y concentración de nutrientes.

Volumen de gravedad: Profundidad a la cual se concentra el 50% del volumen total de agua en un cuerpo estratificado.

Zona afótica: Región del cuerpo de agua que está debajo de la zona eufótica, donde no llega suficiente luz para realizar fotosíntesis.

Zona eufótica: Capa superficial de un cuerpo de agua donde la luz solar penetra lo suficiente como para permitir la fotosíntesis.

Resumen curricular de los autores

Justo Salvador Hernández Avilés

Biólogo, Maestro en Ciencias en Sistemas y Recursos Acuáticos, y Doctor en Ciencias (Limnología) por la UNAM. Profesor de Tiempo Completo Titular "B" Definitivo en la Carrera de Biología, FES Zaragoza, donde imparte las materias de Ecología Acuática, Limnología, Plancton, Acuacultura y los Laboratorios de Investigación Formativa VII y VIII. Ha dirigido diversas tesis de licenciatura y posgrado. Participó en el curso Latinoamericano de Limnología Fluvial en Argentina, trabajando en el río Paraná. Realizó una estancia anual de investigación en la Universidad de Baylor, en la cual estudió el lago Douglas dentro de la Estación Ecológica de Michigan. Además, realizó dos estancias en el Laboratorio de Ecología Microbiana del CNR, Italia, donde estudió la diversidad del fitoplancton y bacterioplancton en los lagos subalpinos Maggiore, Garda, Como, Iseo y Lugano. Ha liderado proyectos de investigación en Limnología, Acuacultura y Ecología en los lagos maar Alchichica, Atexcac y La Preciosa en Puebla, donde ha utilizado técnicas de biología molecular como CARD-FISH, 16S rRNA y metagenómica. Asimismo, ha realizado investigación experimental sobre variedades de la picocianobacteria *Synechococcus* de diferentes sistemas lacustres del mundo. Fue responsable del área ecológica para el estudio de sistemas lénticos y lóticos de la Ciudad de México en un proyecto binacional sobre resiliencia social y ecológica en ciudades inteligentes, en colaboración con la Universidad de Bath, Reino Unido, aprobado por CONACyT. Además, es asesor ambiental en un sistema ecológico-productivo orientado hacia la sustentabilidad en una Asociación Civil en una región marginal periurbana de Amozoc, Puebla. Cuenta con publicaciones nacionales e internacionales en las áreas de su especialidad.

Eloisa Adriana Guerra Hernández

Bióloga, Maestra en Ciencias del Mar y Limnología. y Doctora en Geografía ambiental UNAM. Profesor de Tiempo Completo Titular "A" Definitiva en la Carrera de Biología, FES Zaragoza, donde imparte las materias de Laboratorios de Investigación Formativa I, VII y VIII, Limnología, Plancton y Química ambiental. Ha dirigido diversas tesis de licenciatura y trabajos de Servicio social, en el área de Ecología y Ciencias ambientales. Ha desarrollado proyectos sobre cuerpos acuáticos lóticos y lénticos, embalses y lagunas de oxidación, desarrollando estudios limnológicos y acuícolas. En el área de acuicultura ha trabajado en sistemas naturales y experimentales con organismos del fitoplancton, zooplancton y peces. En los últimos 18 años se ha dedicado al estudio de los sistemas ribereños y sus indicadores de calidad, en el Área Natural Protegida del Parque Nacional Iztaccíhuatl-Popocatépetl y su área de Influencia y la Reserva de la Biosfera Los Volcanes, así como en arroyos y ríos que fluyen en las cuencas de México, Atoyac y Balsas, siendo responsable y colaborador en Proyectos de DGAPA- UNAM, SECTEI y CONACYT. Ha desarrollado trabajo sobre concientización, manejo y gestión del agua en diferentes comunidades del estado de Puebla, México y Morelos, a través de talleres, conferencias e implementación de ecotécnias y diálogos con el sector educativo, comunitario y los diferentes niveles de gobierno. Edición y publicación de los libros: Ecosistemas ribereños de montaña; Métodos de Evaluación y Análisis para agua y suelo; Principios básicos para el área químico-biológica, publicación de artículos científicos sobre calidad del agua y suelo, así como dinámica del carbono en ambientes ribereños. Participación en Conferencias y Congresos tanto nacionales como internacionales. Es miembro fundador y actual presidenta de la Red de Investigadores del Parque Nacional Iztaccíhuatl-Popocatépetl, que año con año realiza un Simposio para conocer, analizar y proponer o continuar líneas de trabajo en función de la problemática actual.

Raquel Mahetzi Cruz Gutiérrez

Egresada de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza en la Carrera de Biología, en donde participó en ocho "FOROS DE INVESTIGACIÓN ESCOLAR EN BIOLOGÍA", obteniendo la constancia y reconocimiento en el primer foro como uno de los mejores trabajos de Ciclo Básico de la Carrera con el trabajo titulado: "Maderas petrificadas del Jurásico Inferior". Cursó el "Diplomado de Estudiantes Universitarios como Promotores de la Salud bajo un Enfoque Constructivista" en la FES Zaragoza y a partir de este participó en "Las actividades de Jornada Médica de Bienvenida para los alumnos de nuevo ingreso de los años 2019 y 2020".

En el 2021 cursó diferentes talleres y cursos enfocados en el medio ambiente y ciencias de la salud. En el 2022 participó en el Ideaton, organizado dentro del proyecto binacional RESPIRES (Personas resilientes, ecosistemas resilientes en ciudades inteligentes) entre México y Reino Unido, en donde obtuvo el 3° lugar con la propuesta "Creación de una App para el monitoreo de espacios azules". Realizó su servicio social en el Programa: Proyectos ecológicos-productivos como parte de un sistema sustentable en la Asociación Civil Mateo Quinto, y realizó su tesis de Licenciatura con el trabajo "Implementación de un sistema acuapónico como proyecto ecológico-productivo en una asociación civil en Amozoc, Puebla", donde vinculó una unidad de producción de peces con la construcción y operación de un sistema hidropónico. En 2023 presentó el trabajo "Sistemas agroacuícolas innovadores" en la jornada "Los sistemas acuáticos y su funcionalidad" organizada en la FES Zaragoza.

Luis Ángel Cortés Salazar

Biólogo egresado de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, con el trabajo de tesis titulado “Tratamiento terciario de aguas residuales domésticas con fotobiorreactores de Chlorella vulgaris”. Actualmente cursa la Maestría en Ciencias Biológicas de la UNAM. Su investigación principalmente se enfoca en la complejidad de las comunidades microbianas en los ecosistemas acuáticos con el fin de desarrollar estrategias sostenibles, promoviendo prácticas de gestión que equilibren la conservación del recurso agua con las necesidades humanas.

Ha participado en foros, simposios y congresos de investigación sobre Ecología, Planctología y Ciencias Ambientales, obtenido en uno de ellos el primer lugar a mejor trabajo de tesis de licenciatura en la XXIII Reunión Nacional de la Sociedad Mexicana de Planctología y el tercer lugar del Ideaton RESPiRES entre México-Reino Unido, al desarrollar una propuesta de sistemas de humedales flotantes con un enfoque socio-ecológico para la resiliencia de espacios azules en ciudades inteligentes.

Métodos limnológicos para el estudio de sistemas naturales y artificiales

Justo Salvador Hernández Avilés • Eloisa Adriana Guerra Hernández
Raquel Mahetzi Cruz Gutiérrez • Luis Ángel Cortés Salazar

Este libro incluye capítulos dedicados a los ambientes lénticos, lóticos, acuaponía y tratamiento ecológico de aguas residuales. Cada capítulo ofrece una caracterización general de los sistemas, destacando su importancia, y describe los parámetros morfométricos —cuando corresponda—, físicos, químicos y biológicos más relevantes para su estudio, junto con los métodos de muestreo utilizados en su evaluación.

Además, cada capítulo incorpora videos técnicos ilustrativos de los procedimientos de campo y laboratorio, elaborados mediante la participación conjunta de académicos y estudiantes como parte del mismo proyecto PAPIME PE200821: "Desarrollo de material didáctico dentro de las tecnologías de la información y comunicación para la enseñanza en línea o mixta de la Ecología Acuática en la Carrera de Biología". También se incluyen presentaciones y programas en R para realizar evaluaciones específicas, accesibles a través de vínculos en internet. Este material didáctico versátil está dirigido a estudiantes de pregrado y posgrado en disciplinas relacionadas, y cada capítulo se enriquece con videos educativos participativos que facilitan el aprendizaje de los métodos de muestreo y trabajo de laboratorio en estos ambientes, proporcionando un entendimiento más claro y práctico de los temas abordados.

Facultad de Estudios Superiores Zaragoza,
Campus I. Av. Guelatao No. 66 Col. Ejército de Oriente,
Campus II. Batalla 5 de Mayo s/n Esq. Fuerte de Loreto.
Col. Ejército de Oriente.
Iztapalapa, C.P. 09230 Ciudad de México.
Campus III. Ex fábrica de San Manuel s/n,
Col. San Manuel entre Corregidora y Camino a Zautla,
San Miguel Contla, Santa Cruz Tlaxcala.

http://www.zaragoza.unam.mx

9 786075 873398