



INSTITUTO TECNOLÓGICO DE SONORA

**BIOTECNIA DE CULTIVO INTENSIVO DE LOBINA
(*Micropterus salmoides*) EN UN SISTEMA DE
RECIRCULACION DE AGUA.**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

INGENIERO BIOTECNÓLOGO

PRESENTA:

LIZETH GUADALUPE CRUZ RIVERA

CD. OBREGÓN, SON.

AGOSTO DE 2001

DEDICATORIAS

A Dios:

Por ayudarme a lograr una de tantas metas, por que sabes que en mi alberga un sincero y gran propósito, y que puedo soportar muchísimas dificultades cuando voy en pos de un gran ideal.

A mi Padre:

Eduardo Cruz Valenzuela.

Por todo el apoyo que me ha brindado, por la confianza que ha depositado en mi y por creer siempre en sus hijos.

A mi Madre:

Ignacia Rivera de Cruz.

Por estar siempre a mi lado apoyándome, dándome una gran confianza, por enseñarme a amar a Dios en todo momento y por ser mi mejor ejemplo de fortaleza.

A mis Hermanos:

Eduardo, Juan Francisco, Lidia y Araceli:

Por creer en mi, por ayudarme a salir adelante y por brindarme todo su amor y amistad durante todo los años de mi vida. Los quiero mucho.

A mi Sobrino:

Eduardito

Por ser un adulto pequeño, por darme los mejores cinco años de su vida y por enseñarme la facilidad con que se tiene que vivir la vida.

A mi abuela Amalia y a José:

Por todo su apoyo y comprensión.

A mi Familia:

Especialmente a mi Tía Lulú, a Martín, Martincito (por llegar en este momento tan especial), Nora, Elia, José Luis, Ricardo, Junior, Michelle “la pichu”, Julieta, Teresita, lolita, a mi tía Chelo, a mis tíos José Manuel y Consuelo, a mis primos Rosa, Manuel, Marco César, Beby y a mi cuñado Armando.

A mis dos grandes amigas:**Paty Pacheco:**

Por ser mi conciencia y preocuparse siempre por mi, por brindarme su amistad incondicional, enseñarme un poco de su madurez y sobre todo por aguantar mi carácter.

Paty Rodríguez:

Por brindarme su amistad y hacerme pasar por momentos inolvidables de adrenalina, por su personalidad que se encuentra en el punto intermedio entre un loco y un cuerdo.

A mis Amigos:

Brisa Lizet, Marycruz, Rosaura, Trinidad, José German, Baltazar, Karen y Manuel Cortes, por aguantar mi genio, por ayudarme en todo momento y por dejarme entrar en sus vidas.

AGRADECIMIENTOS

A Dios

Por darme esta vida que me toco vivir, por la familia que me dio y por permitirme terminar mi carrera profesional.

A mis padres y Hermanos

Por todo su apoyo, amor y comprensión.

Al Instituto Tecnológico de Sonora

Por ser la Institución que me abrió las puertas para el logro de una de mis metas.

A mi asesor:

Ocean. Gustavo A. Leyva

Por haber aceptado ser mi asesor, por toda la ayuda brindada y la dedicación en el desarrollo de este trabajo.

A mis revisores:

M.C. Ma. Guadalupe Aguilar, Rosario Gálvez y José Balderas

Por sus sugerencias para la realización de este trabajo, por su amabilidad y su gran disposición. En especial para la maestra Lupita que me ayudo a mantener la confianza. Gracias por todos sus consejos y regalarme un poco de su tiempo.

A la maestra:

Laura E. Gassós

Por enseñarnos el camino del éxito con su manera tan peculiar de ser y por todos los regaños que me enseñaron a corregir mis errores.

A:

Don Chava, Don Ramón y Don Armando, por que siempre tuvieron un gesto de amabilidad conmigo.

INDICE

RESUMEN	vi
Lista de tablas	vii
Lista de figuras	ix

CAPITULO I

INTRODUCCIÓN	1
1.1 Determinación del Problema.....	2
1.2 Justificación	4
1.3 Objetivo General.....	5
1.4 Objetivos Particulares	5
1.5 Hipótesis	6
1.6 Limitaciones y Delimitaciones	6

CAPITULO II

REVISIÓN DE LITERATURA.....	7
2.1 Problemas de calidad del agua.....	7
2.2 Generalidades del Multisensor YSI 6820.....	10
2.3 Características de la lobina	12
2.4 Generalidades del sistema de recirculación	16

CAPITULO III

MATERIALES Y MÉTODOS	20
3.1 Análisis del agua.....	20
3.1.1 Procedimiento de los métodos.....	21
3.2 Multisensor YSI 6820.....	27
3.3 Parámetros biológicos	28

3.3.1 Análisis estadístico de la información.....	29
3.4 Sistema de recirculación.....	30

CAPITULO IV

RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	32
4.1 Análisis de agua (parámetros físico-químicos)	32
4.1.1 Compuestos Nitrogenados.....	34
4.2 Multisensor YSI 6820.....	39
4.3 Parámetros biológicos	41
4.4 Sistema de recirculación.....	46

CAPITULO V

CONCLUSIÓN	48
RECOMENDACIONES	49
LITERATURA CITADA.....	50
ANEXO.....	56
GLOSARIO.....	85

RESUMEN

El presente trabajo fue realizado en el Laboratorio de Acuicultura de La Dirección de Investigación y Estudios de Posgrado (DIEP), del Instituto Tecnológico de Sonora (ITSON), Unidad Centro, ubicado en Ciudad Obregón, Sonora. Se realizó con el fin de desarrollar la biotecnia de cultivo de lobina utilizando una técnica de preengorda en un sistema de recirculación para demostrar la factibilidad del cultivo. Todo esto con el propósito de que en la región de realicen investigaciones que ayuden a la producción de estos organismos mediante sistemas que permitan mantener un buen control tanto del crecimiento de las crías como de calidad del agua. Para el experimento fueron proporcionados 296 peces en total por el laboratorio de Acuicultura de DIEP. El bioensayo fue realizado en una tina negra circular de fondo plano de un área de 4.90 m^2 y un volumen de 2.9 m^3 , a la cual se le conectó un filtro biológico con un flujo de 10 gpm. Se manejó una densidad de 49 org/m^2 , a los cuales se les dio el alimento balanceado camaronina con 30 % de proteína, alimento al que ya estaban acostumbrados los peces. Se registraron parámetros biológicos realizando biometrías semanalmente, midiendo y pesando el 10% de la cantidad de peces del experimento, con el fin de evaluar el incremento en peso de los organismos, obteniéndose una biomasa final de 16.49 kg. Cada pez fue medido y pesado, teniendo una longitud y peso promedio de $13.46 \pm 1.07 \text{ cms}$ y $30.85 \pm 7.05 \text{ grs}$ al inicio del experimento, registrándose al final del mismo una longitud y peso promedio de $15.55 \pm 1.02 \text{ cm}$ y $47.81 \pm 10.94 \text{ g}$. Se obtuvo una tasa de sobrevivencia de 83.10 por ciento, un factor de conversión alimenticia de 4.38 g y una tasa de crecimiento específica de 0.28 g/día. Se realizaron análisis físico-químicos para determinar la calidad del agua en la tina, tomado una muestra de agua de la tina y otra muestra a la salida del filtro biológico. Los parámetros que se tomaron fueron Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO), Nitrógeno Amoniaco Total (NAT), Nitritos (NO_2^-), Nitratos (NO_3^-), pH, Temperatura y Oxígeno Disuelto (OD). El uso del Multisensor YSI 6820 resultó ser un adelanto tecnológico que posibilita el monitoreo y registro continuo de los parámetros críticos de calidad de agua en un sistema de recirculación.

LISTA DE TABLAS

Tabla 1. Efecto de la concentración de oxígeno disuelto sobre los peces Según Swingle (1969).....	8
Tabla 2. Diluciones recomendadas según el tipo de muestra.....	22
Tabla 3. Selección del volumen de muestra.....	25
Tabla 4. Parámetros físico-químicos determinados en el agua.....	27
Tabla 5. Valores de nitrógeno amoniacal total obtenidos del 10 de enero al 14 de marzo de 2001.....	34
Tabla 6. Porcentaje del amonio en la forma no ionizada de diferentes valores de pH y temperatura.....	35
Tabla 7. Comparación de los métodos utilizados en laboratorio contra los del Multisensor YSI 6820	39
Tabla 8. Longitud y peso promedio e incremento intermuestreo, con las respectivas desviaciones estándar (S) observados semanalmente en el cultivo de <i>M. salmoides</i>	44
Tabla 9. Resumen de los resultados de cultivos publicados sobre juveniles de <i>M. salmoides</i> utilizando alimento húmedo (AH), alimento seco (AS) o ambos (HS), Tasa Específica de Crecimiento (TEC), Sobrevivencia (S), Factor de Conversión Alimenticia (FCA).....	45

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Muestra de los electrodos del Multisensor YSI 6820.....	11
Figura 2. Multisensor YSI 6820.....	11
Figura 3. Características anatómicas de la lobina <i>M. salmoides</i> (Lagler, 1977).....	13
Figura 4. Principales productos de desecho de un cultivo de peces y sus formas de remoción o transformación en un sistema de recirculación acuícola.....	19
Figura 5. Filtro biológico (Modelo ALS10F) para acuarios.....	31
Figura 6. Comportamiento de la DBO en la tina y el filtro de cultivo.....	33
Figura 7. Comportamiento del nitrógeno amoniacal total durante el cultivo.....	36
Figura 8. Esquema del comportamiento típico de la estabilización bacteriana dentro de un biofiltro (Masser, <i>et. al.</i> 1992).....	37
Figura 9. Comportamiento del nitrito en la tina y el filtro de cultivo.....	38
Figura 10. Comportamiento del nitrato en la tina y el filtro de cultivo.....	39
Figura 11. Crecimiento en longitud y en peso de <i>M. salmoides</i> durante el cultivo.....	41
Figura 12. Gráfica de la relación talla peso.....	42
Figura 13. Esquema del ciclo biológico de un sistema de recirculación.....	47

I. INTRODUCCIÓN

En los últimos años la FAO y las dependencias gubernamentales mexicanas han revisado la situación actual de la acuicultura, analizando los principales obstáculos para su mejor expansión, principalmente en los países en vías de desarrollo, proponiendo programas de investigación de tipo regional, nacional o internacional, para aumentar el potencial de esta industria.

La producción y propagación de la lobina negra o boca grande *Micropterus salmoides*, ha adquirido singular importancia durante la década de los 90's, al ser considerada como una de las especies emergentes para su cultivo a escala comercial, como consta en los Congresos Mundiales de Acuicultura organizadas por la World Aquaculture Society.

La lobina *M. salmoides*, es un pez originario de Norteamérica y además tiene un alto valor comercial, pero su comercialización se ve afectada por restricciones legales que limitan su captura. Es un organismo que tiene gran popularidad debido a su hábito de alimentación carnívoro; aunque también la calidad de su blanca carne sin espinas y de muy buenas características organolépticas la convierte en un producto de primera (Benítez y Leyva, 1996).

Por ello se hace necesario que en el Estado de Sonora se realicen investigaciones mas a fondo sobre la producción de organismos tanto de lobina como de otras especies, con el fin de desarrollar una técnica adecuada para su mejor producción, a través de sistemas que permitan un eficiente control para el crecimiento óptimo de las crías y además que se cumpla con las condiciones adecuadas de calidad de agua necesarias para el desarrollo de la especie (Leyva, 1998).

La producción tradicional en estanques de cultivo requieren grandes cantidades de agua, es por eso que en muchas áreas del estado no es posible el cultivo de especies en estanques, ya que se tiene poca disponibilidad de agua; debido a esto nace la necesidad de adaptar a los cultivos, sistemas que ayuden ahorrando cantidades significativas de agua recirculandola para optimizar su uso. Uno de los sistemas que ofrecen una tecnología para el reuso del agua son los sistemas de recirculación.

Otro problema que tienen que resolver los productores es la carencia de tierra disponible para la explotación acuícola y las restricciones impuestas por los gobiernos en cuanto al uso y manejo del agua, es por esto que se han desarrollado sistemas cada vez más sofisticados en cuanto a la ¹densidad de producción que pueden manejar (alrededor de 1500 kg/ha), siendo uno de los más completos los llamados sistema de recirculación de agua. Sistemas que trabajan con altas densidades de organismos, además de que con estos se tiene un control de parámetros físico-químicos en los rangos óptimos, que para el caso de la lobina los principales parámetros de calidad de agua deben mantenerse de 6 a 7 mg/l de oxígeno, 0 a 2 mg/l de amonio total, 0 a 60 mg/l de nitrato y el pH de 6.5 a 9.5, logrando una adecuada calidad de agua que se refleja en un mejor crecimiento de los organismos.

Es por esto que nace el interés por investigar el uso de sistemas de recirculación en donde no existe el inconveniente de grandes cantidades de agua necesarias en la producción por medio de sistemas abiertos.

1.1 Determinación del Problema

La producción y propagación de la lobina negra o boca grande *M. salmoides*, ha adquirido singular importancia durante los últimos años, al aumentar la promoción

de la pesca deportiva en los cuerpos de agua dulce, dirigida hacia el turismo nacional e internacional.

Existe interés de organismos gubernamentales (Dirección de Pesca y Acuicultura del Gobierno de Sonora, SAGARPA), empresas particulares (Mariprosos S.A. de C.V, Granja Piscícola Don Pez-Tesia y Granjeros de Trucha del Estado de México) y asociaciones de pesca deportiva (El Anzuelo Club de Pesca, A.C. y Asociación de Pesca Deportiva de la Presa en Novillo) en México para desarrollar la biotecnia de cultivo de esta especie, que permita promover programas más eficientes de repoblamiento en diversos cuerpos de agua, así como instalar empresas donde se produzcan organismos de talla comercial.

Poco se ha hecho sobre el crecimiento de la lobina a tallas más grandes y es ahora cuando nace el interés del cultivo de esta especie a tallas más mayores que las que se producen para la pesca deportiva (> 100 g) . Esta demanda se debe a que la lobina es utilizada para la pesca deportiva, para el manejo de pesquerías ²tróficas y como producto en mercados étnicos.

El problema que se quiere resolver es la producción masiva de organismos de talla juvenil de lobina, por medio de sistemas que permitan mantener el mayor control posible en el crecimiento de las crías y que cumplan con las condiciones óptimas de calidad de agua necesarias para la especie.

Es entonces cuando nace la necesidad de generar en la región investigaciones que permitan alcanzar el conocimiento adecuado para la producción masiva de organismos de talla juvenil de esta especie, por medio de sistemas que permitan mantener el mayor control posible en el crecimiento de las crías y que cumplan con las condiciones óptimas de calidad de agua necesarias para la especie. Uno de los sistemas que pueden cumplir con estos requisitos es el sistema de recirculación, ya que se ha probado su potencial productivo en algunas especies.

Hasta ahora lo que se ha avanzado en el cultivo de lobina ha sido en lo relacionado con la producción de ³alevines y juveniles en estanques para programas de repoblamiento; sin embargo, se ha avanzado poco en las otras etapas de cultivo de esta especie.

1.2 Justificación

En la actualidad a nivel mundial, las actividades de generación de alimentos pasan por la problemática de que la demanda de alimento de la población sobrepasan con mucho las posibilidades reales de satisfacer ésta demanda, debido principalmente a la sobrepoblación demográfica y a los esquemas de producción tradicional cuando se tratan de cubrir éstas necesidades cada vez más grandes.

Es por ello que se hace necesario la diversificación de productos alimenticios, así como la producción de grandes cantidades de biomasa en unidades de producción relativamente pequeñas.

En el caso de la lobina, durante años se ha buscado la generación de una tecnología que permita hacer rentable su cultivo, sin los inconvenientes de las pérdidas de organismos en las unidades de producción debido al alto índice de depredación interespecífica que ocurre en las poblaciones silvestres de esta especie.

A la fecha, investigadores del Departamento de Investigación y Estudios de Posgrado (DIEP) del Instituto Tecnológico de Sonora, han demostrado la factibilidad tecnológica de eliminar éstos hábitos depredatorios de la lobina en la etapa juvenil, cuando el organismo se encuentra en una talla de 3.5 cm aproximadamente en un sistema de recirculación sin llegar a desarrollar formalmente la etapa de engorda.

Por lo tanto los resultados de esta investigación podrían dar pie a la creación de unidades de producción intensiva a nivel comercial donde se aplique la tecnología de preengorda utilizada en el desarrollo de la misma.

El aporte que se pretende generar con esta investigación sería el de detectar el comportamiento de variables biotecnológicas del cultivo de la lobina como son: el rango específico de crecimiento, el factor de conversión alimenticia y el porcentaje de sobrevivencia en la etapa de preengorda de juveniles, a los cuales se ha sometido previamente a un entrenamiento para la aceptación de alimentos balanceados como única fuente de alimento, utilizando un sistema de recirculación.

Este proyecto es posible de llevar a cabo debido a que se cuenta con la infraestructura propia de un laboratorio de acuicultura, además del apoyo de investigadores del área de Acuicultura de DIEP, y además se cuenta con la disponibilidad de organismos para esta investigación.

1.3 Objetivo General

Desarrollar una biotecnia de cultivo de *Micropterus salmoides* para la fase de preengorda mediante un sistema de recirculación con la finalidad de demostrar su factibilidad.

1.4 Objetivos Particulares

- Evaluar la calidad físico-química del agua de cultivo por medio del análisis estequiométricos con la finalidad de mantener las condiciones óptimas del cultivo.

- Analizar las variables biológicas de M. salmoides (talla, peso, sobrevivencia y biomasa) mediante métodos estadísticos descriptivos, para determinar su crecimiento.
- Evaluar la eficiencia de un sistema de recirculación a través del análisis de la calidad de agua para la crianza de M. salmoides con el fin de demostrar la factibilidad operativa del sistema.

1.5 Hipótesis

Sí el sistema de recirculación es capaz de mantener las condiciones óptimas de calidad de agua (oxígeno de 6 a 16 mg/l, amonio total de 0 a 2 mg/l, amonio no ionizado de 0 a 0.05 mg/l, Nitrato de 0 a 60 mg/l, pH de 6.5 a 9.5 y temperatura de 25 a 27 °C), entonces será factible el desarrollo de la biotecnia del cultivo de M. salmoides en la fase de preengorda en un 100 %.

1.6 Limitaciones y Delimitaciones

Una de las delimitaciones que se presentó durante el desarrollo del experimento fue la variación en la temperatura del agua que se debió a que no se tuvo un control de ésta con termostatos dentro del laboratorio. Otra que es importante mencionar es que el experimento abarcó solamente la etapa de preengorda, además otro factor importante es que en la zona no se cuenta con el alimento adecuado para la especie y se utilizó un alimento para camarón y bagre, cuyo nivel de proteína se encuentra en un 30%, mientras que para la lobina se requiere un nivel de 40% según Anderson *et. al.* (1981).

II. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Problemas de calidad del agua

La lobina negra o boca grande, como otros peces de cultivo, requieren de una buena calidad de agua para convertir el alimento eficientemente y resistir enfermedades (Grace, 1994).

Aunque los peces consumen una elevada proporción de alimento balanceado, un gran porcentaje del componente dietético es excretado al agua como desecho metabólico. Estos desechos incluyen anhídrido carbónico, amonio no ionizado, fósforo y otros elementos que estimulan el crecimiento del ⁴plancton.

El amonio no ionizado es tóxico para los peces y este a su vez, puede servir de sustrato para la producción de nitritos, que también es tóxico en concentraciones elevadas. El anhídrido carbónico en concentraciones altas, interfiere en la utilización del oxígeno disuelto y, por último, en la medida que la proporción de alimento se aumente, también los metabolitos tóxicos lo hacen. Muchos otros problemas se presentan con la calidad del agua, en los sistemas de cultivo intensivo, pero los más frecuentes son: crecimiento excesivo de fitoplancton, caídas bruscas en el contenido de oxígeno disuelto y elevada concentración de metabolitos tóxicos (Timmons y Losordo, 1994).

Temperatura: Grace (*op. cit.*), indica que la temperatura de un cultivo es el parámetro que más influye en la calidad del agua y además se encuentra relacionada con el crecimiento. Durante la alimentación de lobina, la temperatura recomendada es de 20 °C. La temperatura óptima para un cultivo está entre 25 y 27°C. En un sistema de cultivo la temperatura debe ser monitoreada rutinariamente.

Oxígeno disuelto (OD): existe una gran cantidad de información en cuanto a los requerimientos de oxígeno disuelto que tienen los peces de agua dulce, sin embargo, para propósitos prácticos, existen diferentes criterios acerca de las necesidades de los peces de aguas cálidas, en cuanto a la concentración de oxígeno disuelto en el agua, que permita una adecuada sobrevivencia y un buen crecimiento. Uno de los criterios que pueden ser utilizados en las condiciones de nuestro país, es el de Swingle (1969) tabla 1, quien señala lo siguiente:

Tabla 1. Efecto de la concentración de oxígeno disuelto sobre los peces según Swingle (1969).

OXIGENO DISUELTO (mg. /l)	EFECTO SOBRE LOS PECES
Menor de 1	Puede ser letal, en largos períodos de exposición.
De 1 a 5	En largos periodos de exposición, el pez sobrevive, pero el crecimiento es lento.
Mayor de 5	El pez se reproduce y sobrevive normalmente.

pH: de acuerdo a Swingle (op. cit.), las aguas que presentan un intervalo de pH de 6.5 y 9, son los más apropiadas para la producción de peces. La reproducción disminuye en valores inferiores de 6.5 o mayores de 9.5. Por debajo de 4 se presenta la muerte ácida, por encima de 11 la muerte alcalina.

Nitrógeno Amoniacal Total (NAT): según Timmons y Losordo, (1994) cuando en los sistemas de cultivo hay un desequilibrio en la recirculación y el flujo del agua, usualmente este desequilibrio esta ligado a la concentración límite de amonio. La concentración de amonio no ionizado (NH_3) en solución está en función del pH y la

temperatura del agua, aunque también está en función de la concentración de nitrógeno amoniacal total ($\text{NAT} = \text{NH}_3\text{-N} + \text{NH}_4^+ \text{-N}$).

El amonio no ionizado ($\text{NH}_3\text{-N}$), es tóxico para los peces, pero el amonio ionizado (NH_4^+) no lo es. El aporte de amonio en el agua, se realiza por medio de los fertilizantes, el excremento y la actividad microbiana sobre los compuestos nitrogenados. Las concentraciones de amoniaco, pueden incrementarse, en estanques de cultivo que tienen altas densidades de organismos, y que son alimentados con productos balanceados, pudiendo llegar a aumentar hasta niveles muy altos e indeseables para los peces.

Las concentraciones altas de amoniaco, afectan la permeabilidad de los peces por el agua y reducen la concentración iónica interna. También se incrementa el consumo de oxígeno por los tejidos, daña las branquias y reduce la capacidad del transporte de oxígeno por la sangre. Cuando los peces se encuentran expuestos a concentraciones subletales de amoniaco, se observan cambios histológicos en los riñones, el vaso y tejidos de la tiroides.

Nitritos: la toxicidad del nitrito no ha sido históricamente un problema importante en estanques y otro tipo de sistemas de agua. Una concentración elevada de nitritos, tiene un efecto fisiológico negativo en los peces, cuando el nitrito es absorbido por un pez, este reacciona con la hemoglobina para formar metahemoglobina y, dado que ésta no es un transportador eficiente del oxígeno, la absorción continua de nitritos puede acarrear la muerte del organismo por ⁵hipoxia y ⁶cianosis. La sangre que contiene cantidades considerables de metahemoglobina, es de color café, así el envenenamiento por nitritos en los peces, se conoce como “ enfermedad de la sangre café” (Stickney, 1986).

Nitratos: el nitrato ($\text{NO}_3\text{-N}$) es el producto final del proceso de nitrificación. Mientras que el nitrato es relativamente no tóxico para los peces, su concentración debe mantenerse en los niveles aceptables en un sistema de cultivo. Quizá algunos sistemas de recirculación utilicen un proceso de desnitrificación para remover el nitrato (Timmons y Losordo, *op. cit.*).

2.2 Generalidades del Multisensor YSI 6820

Los métodos más utilizados para medir parámetros físico-químicos en sistemas acuícolas son los kits químicos, que consisten en distintos reactivos para determinar parámetros de calidad de agua, utilizando una pequeña cantidad de muestra y añadiendo cantidades mínimas de reactivo, con el fin de hacer una determinación rápida y directa. Estos kits ayudan a medir parámetros como pH, oxígeno disuelto, alcalinidad, amonio, nitratos, nitritos, cloruros, dureza del agua, salinidad, entre otros.

Sin embargo en los sistemas de recirculación es importante contar con equipos de monitoreo más modernos para prevenir colapsos masivos de los organismos cultivados.

Los sistemas de monitorización ambiental son sistemas multiparamétricos en la medición de la calidad del agua y la recolección de datos. Estos sistemas han sido diseñados para ser utilizados en aplicaciones de investigación, evaluación y cumplimiento con la legislación.

El Multisensor YSI 6820 (figura 1) está compuesto de 9 sensores, los cuales al ser sumergidos en el agua a analizar, mandan la señal automáticamente a un software de computadora, el cual va recabando los datos. Es un sistema con capacidad de reportar 14 parámetros. Este Multisensor puede medir nueve parámetros simultáneamente que son oxígeno disuelto, temperatura, pH, cloruro, ORP (Potencial de Oxido-Reducción), amonio, nitrato, turbiedad (sin barrido y con barrido).



Figura 1. Muestra de los electrodos del Multisensor YSI 6820

La mayoría de estos instrumentos poseen reserva de datos en memoria y comunicación con computadoras. Estos instrumentos son ideales para perfilar y monitorear las condiciones de aguas industriales, efluentes de desperdicio, lagos, ríos, etc.



Figura 2. Multisensor YSI 6820

2.3 Características de la lobina

Generalidades de la especie: La lobina negra *Micropterus salmoides* es un pez de agua dulce, carnívoro y voraz. Su color en la edad adulta es verde oscuro, cuando es joven tiene sobre su cuerpo líneas verticales más claras. Se adapta a aguas turbias o claras, soporta las temperaturas altas y se reproduce y difunde con rapidez. Habita las aguas tranquilas de lagos, lagunas y ríos, sobre fondos lodosos en donde encuentra su alimento; también emerge a la superficie siempre en busca de sus presas. (Arreola,1993).

Se ha reportado que la lobina *M. salmoides*, se distingue por un maxilar que se extiende bastante más allá de la altura de los ojos, tiene una aleta dorsal de 9 espinas y de 12 a 13 rayos y una línea continua lateral a cada lado. En la aleta caudal tiene 3 espinas principales con 10 a 12 rayos; también tiene aletas pectorales con 13 a 17 rayos; las líneas laterales tienen de 58 a 69 escamas en sus costados, y contienen de 9 a 12 líneas. Las escamas no existen en la parte dorsal y caudal de las aletas; los animales son de un color verde olivo grisáceo y con abdomen blanco; en las lobinas jóvenes no se ve color anaranjado en la aleta caudal (Arvizu, 1981)

El cuerpo de la lobina se encuentra cubierto de escamas, revestidas de una capa mucosa que le sirve de protección contra hongos e infecciones diversas. A ambos lados de su cuerpo, presenta la línea lateral, que le permite captar hasta la más mínima vibración, y que le es útil incluso para poder localizar a sus presas (Arvizu, op. cit.). En la figura 3 se muestran las características anatómicas de la lobina *M. Salmoides*.

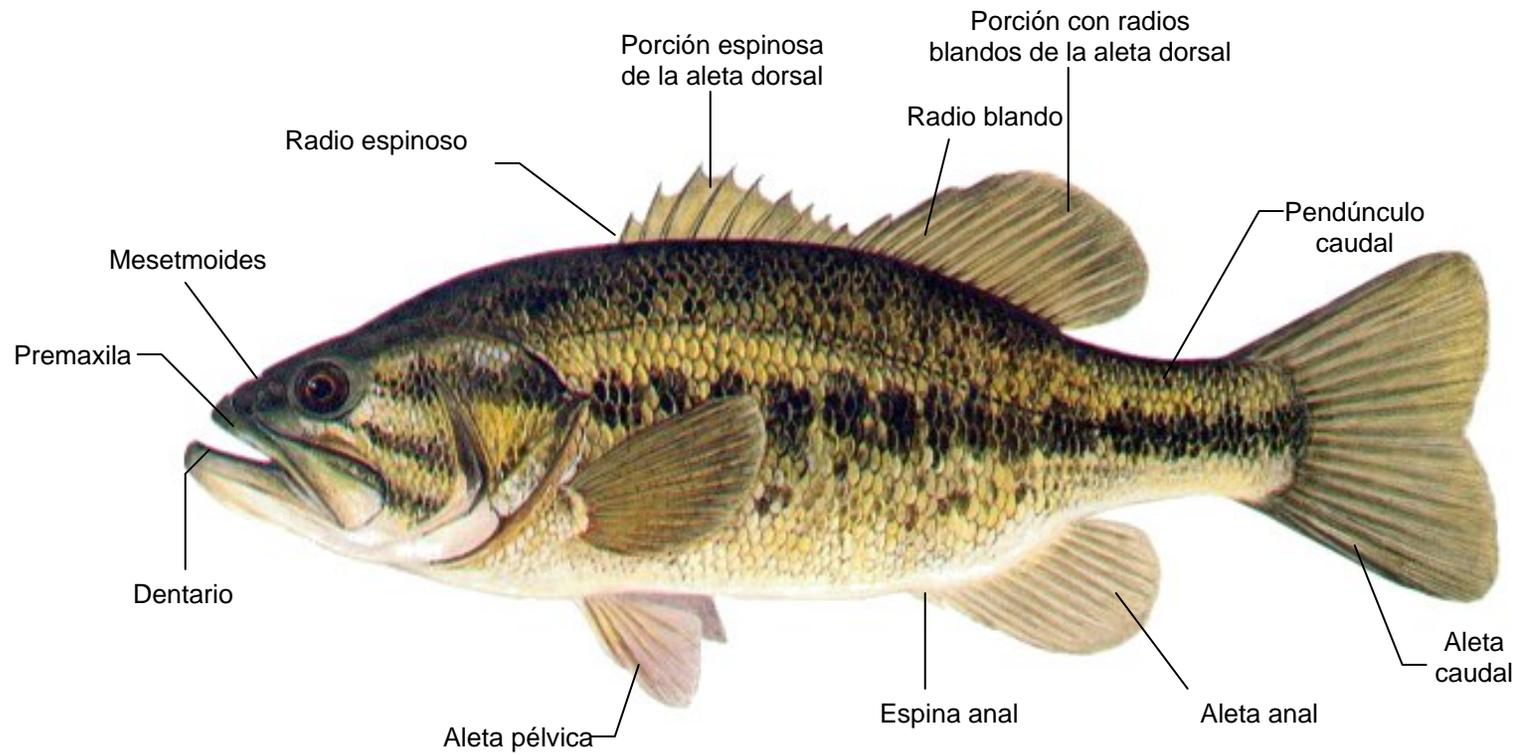


Figura 3. Características anatómicas de la lobina *Micropterus salmoides* (Lagler, 1977).

Su sentido del olfato no es muy desarrollado, igual que el gusto, cuenta en el fondo de la boca con una glándula gustativa, que le permite tomar la decisión de engullir o escupir lo que ha tomado en su boca; y tiene especial rechazo por los olores y/o sabores a petróleo, grasas, y algunos otros químicos (Wickstrom, 1995).

La forma de llevar a sus presas a la boca es succionando, creando una corriente de agua a su favor. Tanto el gusto como el olfato mejoran con su edad, y tiene regular capacidad auditiva (el sonido se transmite mejor en el agua que en el aire), y su visión es mejor que la del hombre, consiguiendo detectar una presa que se encuentra detrás de ella, al abarcar en sentido horizontal hasta 360 grados y en sentido vertical 180 grados: estudios recientes indican que tiene visión a colores, por lo que podemos decir que está perfectamente bien dotada para la subsistencia, teniendo como único enemigo al hombre (Wickstrom, op. cit.)

Temperatura a la que se desarrolla: sabemos que la tendencia, al menos para el caso de la lobina, es que el desarrollo a temperaturas frías es mas lento que en clima cálido y por lo tanto las líneas de crecimiento marcadas en la escama, estarán mas juntas unas de otras que en las de clima cálido (SEPESCA, 1987).

En contrapartida las lobinas en clima frío suelen vivir mas tiempo que las de clima cálido. Una lobina en una región fría puede alcanzar una edad de 14 a 16 años, mientras que una de región caliente puede vivir de 10 a 12 años. La lobina, al ser un animal de sangre fría, basa su metabolismo en la temperatura del agua principalmente y se "quema" más rápido cuanto mas acelerado es su desarrollo, igual que ocurre con un motor fuera de borda que se utiliza muy revolucionado durante su vida útil (Wickstrom, op. cit.).

Taxonomía:

La clasificación taxonómica de la lobina la ubica de la siguiente manera:

Phyllum: Chordata

Subphyllum: Vertebrata

Clase: Teleostomi
Orden : Perciformes
Familia: Centrarchidae
Género: Micropterus
Especie: Micropterus salmoides

(SEPESCA, 1987).

Distribución: Es un pez nativo de Norteamérica, desde Estados Unidos hasta el norte de México, aunque se ha introducido exitosamente en diversos estados del país como Oaxaca, Michoacán, Tamaulipas, Coahuila, San Luis Potosí, Veracruz, Jalisco, Guanajuato, Sinaloa, Durango, Chihuahua, Puebla, etc, poblando ríos, lagos, lagunas, presas y estanques, para su explotación como pesquería o bien en pesca deportiva (SEPESCA, op. cit.).

Nicho ecológico y ciclo biológico: La lobina es uno de los grandes voraces de agua dulce, ocupando el cuarto nivel trófico. Los alevines comen plancton y posteriormente se alimentan de crustáceos microscópicos, larvas de insectos, después incluyen en su dieta diversos insectos y moluscos; al alcanzar el estado adulto es fundamentalmente ⁷ictiófago. Prefiere aguas tranquilas, malezas acuáticas; no tiene enemigos cuando adulto, sus crías pueden ser depredadas por adultos de su misma especie ó por otros peces carnívoros como el pescado blanco (SEPESCA, op. cit.).

Hábitat : Típicamente es un pez que se desarrolla en aguas templadas de lagos y corrientes lentas con fondos lodosos y vegetación abundante. Estos peces se adaptan fácilmente a condiciones ambientales muy diversas, inclusive suelen desarrollarse en medios distintos a los descritos. Por esta razón se considera una especie muy apropiada para trabajos de piscicultura (SEPESCA, op. cit.).

Soporta temperaturas que van desde los 13 °C hasta los 30 °C siendo su temperatura óptima entre los 20 °C y 24 °C en aguas ricas en oxígeno (SEPESCA, op. cit.).

Hábitos Alimenticios: La lobina boca grande es valorada por los pescadores principalmente por sus hábitos alimenticios, siendo predadores voraces que muerden con facilidad la carnada artificial. Empiezan a consumir pequeños peces cuando alcanzan alrededor de 2 pulgadas, tragando peces y otros organismos acuáticos enteros, lo cual limita el tamaño de los organismos que puede comer. (Lock, 1989).

La disponibilidad de alimento vivo en las tallas adecuadas (peces de forraje), limita el crecimiento de las lobinas, lo cual en condiciones normales llega a proporcionar un crecimiento a la lobina de ¼ de libra al año, y bajo condiciones adecuadas de suministro de alimentos vivos puede alcanzar hasta 2 libras de crecimiento en el primer año (Lock, op. cit.).

Reproducción: para reproducirse los machos construyen un nido, que mide de 30 a 50 centímetros, dependiendo del tipo de fondo y del tamaño del macho. Este nido está constituido por una excavación de la cual el pez ha eliminado los materiales finos, dejando los gruesos, tales como la grava, para agruparlos en el centro del mismo. Todo se inicia con nado de envolvimiento del macho sobre la hembra, ligeros toques, mordeduras, nado paralelo. La hembra expulsa repetidas veces, separadas por cortos intervalos; una hembra puede desovar con varios machos en diferentes nidos, ya que solo son expulsados de una vez los huevecillos de un tamaño y la fecundación es inmediata (SEPESCA, 1987).

2.4 Generalidades del sistema de recirculación

Debido a la carencia de tierra para la explotación acuícola y a las fuertes restricciones impuestas por los gobiernos en cuanto al uso y manejo del agua, se empezó a desarrollar en países de Europa y Asia, otro tipo de sistema de producción denominado sistema de recirculación (Rosentall, 1981; Reid y Arnold, 1992).

Todas las especies cultivables, como así también sus diferentes estados de desarrollo, demandan requisitos de calidad de agua para asegurar su supervivencia y crecimiento. En los sistemas intensivos de cultivo, los organismos producen desechos metabólicos que causan la degradación de la calidad del medio, por lo cual deben ser removidos antes que su acumulación alcance niveles críticos para el bienestar y desarrollo de la especie (Conijeski, 1997)

Dichos sistemas son empleados en la actividad acuícola principalmente para trabajar el cultivos a altas densidades de peces y crustáceos, y se caracterizan porque el fluido de trabajo es recirculado entre un 80 y 90%, si no es que más, durante un periodo largo de tiempo. Además, en estos sistemas se tiene un preciso control de los parámetros físico-químicos, logrando de esta forma una excelente calidad del agua, lo que se refleja en un mejor crecimiento de los organismos de cultivo (Wheaton, 1982).

Los desechos orgánicos producidos por el cultivo de peces (Figura 4) pueden dividirse en: desechos particulados (SST) y desechos disueltos (dióxido de carbono y metabolitos nitrogenados de excreción). Los SST consisten principalmente en alimento no ingerido y heces, y en menor medida, desprendimientos de algas y flóculos bacterianos. El dióxido de carbono (CO_2) es el producto final de la respiración de los organismos cultivados y de las bacterias aeróbicas en el sistema. El amonio ($\text{NH}_3\text{-N}$) en tanto, es el principal producto de excreción de la mayoría de los organismos acuáticos y constituye el desecho final del metabolismo de proteínas. Este producto, en su forma no ionizada (amoníaco, $\text{NH}_3\text{-N}$), resulta altamente tóxico a concentraciones muy bajas y el factor limitante principal para el cultivo de peces es un sistema de recirculación acuícola (Conijeski, *op. cit.*).

Carmignani y Bennett (1977), señalan que la principal función de un filtro biológico es facilitar la oxidación del amonio ($\text{NH}_3\text{-N}$) a nitrito ($\text{NO}_2\text{-N}$) por las Nitrosomonas y el nitrito a nitrato ($\text{NO}_3\text{-N}$) por las bacterias del género Nitrobacter. El amonio y el nitrito son compuestos tóxicos para los peces, es por ello que el bienestar de los

organismos en un sistema de cultivo depende de la habilidad que tiene un filtro biológico para convertir rápidamente el amonio a nitrato, el cual es relativamente no tóxico. Dentro de un sistema cerrado la principal fuente de $\text{NH}_3\text{-N}$ es la materia orgánica y productos del metabolismo de los organismos.

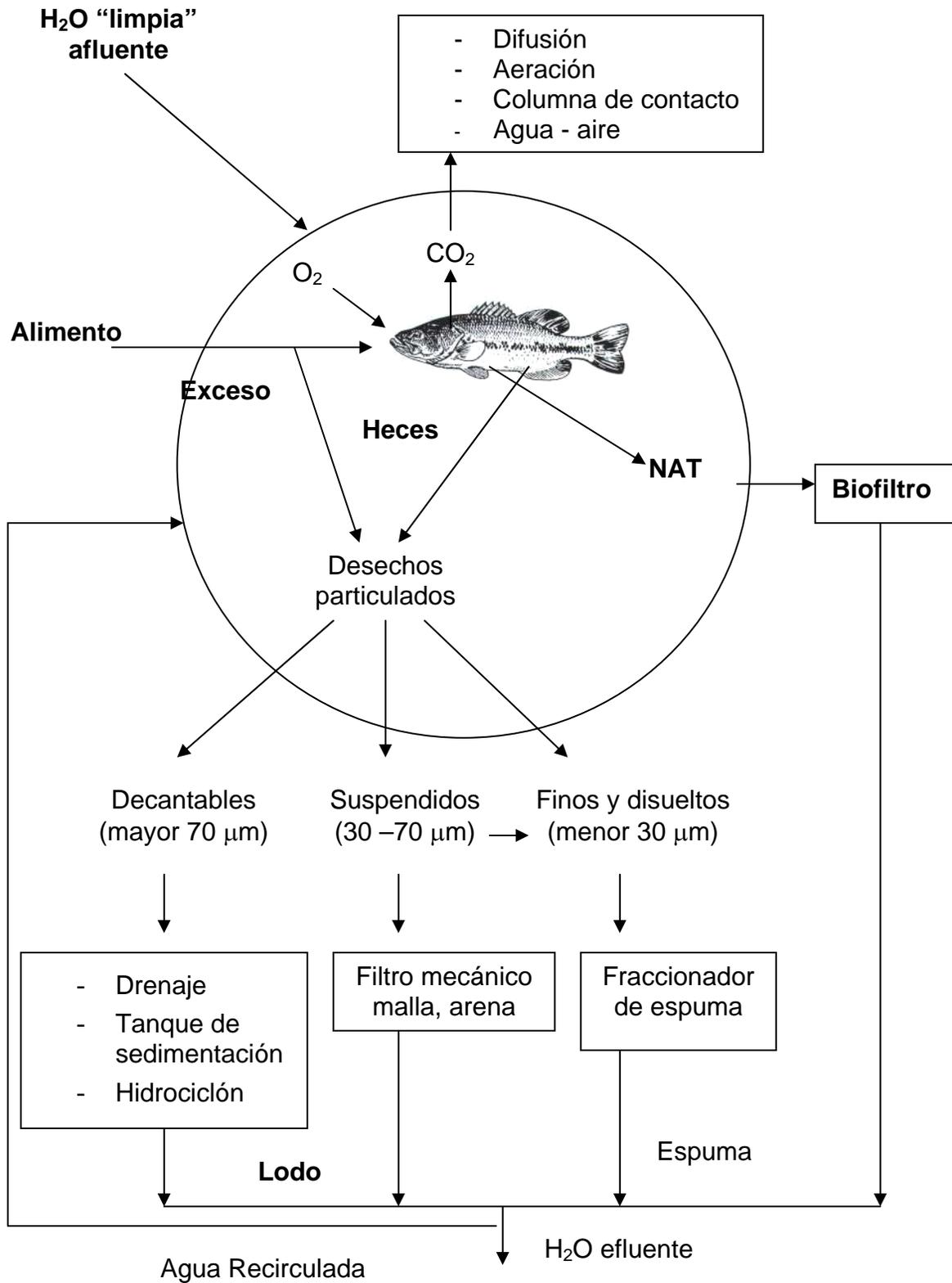


Figura 4. Principales productos de desecho de un cultivo de peces y sus formas de remoción o transformación en un sistema de recirculación acuícola.

III. MATERIALES Y MÉTODOS

El experimento se realizó en el Laboratorio de Bioensayos Acuícolas del Instituto Tecnológico de Sonora Unidad Centro, en Ciudad Obregón Sonora, del 7 de octubre al 17 de Marzo de 2001. Los organismos fueron colectados en Marzo de 2000 de los estanques para desove y alevinaje del Campo Experimental del ITSON ubicado en el "Block" 910 Valle del Yaqui; las crías se sometieron a un proceso de entrenamiento para que acepten alimento balanceado y una vez entrenadas durante un periodo de 3 a 4 meses, al llegar al peso de 30 g, se seleccionaron 296 organismos para la prueba de preengorda en un sistema de recirculación.

3.1 Análisis del agua

Los análisis del agua se realizaron en conjunto en el Laboratorio de Apoyo Sistema – Suelo – Agua – Planta y en el Laboratorio de Análisis Especiales, del Instituto Tecnológico de Sonora (ITSON), los parámetros analizados fueron: Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO), Nitrógeno Amoniacal Total (NAT), Nitratos (NO_3 -N) y Nitritos (NO_2 -N). El pH, temperatura y oxígeno disuelto fueron medidos diariamente con un potenciómetro y un Multisensor YSI 6820 respectivamente, esto se hizo semanas después de la fecha de introducción de las lobinas a la tina y se cuantificaron hasta el 17 de marzo.

Una vez instalado el sistema, semanalmente, durante 10 semanas entre las 9 :00 y 13:00 hr empezando el primer análisis el 6 de enero de 2001, se registraron las variables de calidad de agua antes mencionadas. La fracción de amonio se calculó

en tablas, considerando la temperatura y el pH de acuerdo con Masser *et. al.* (1992), tabla 6. Los métodos empleados para dichos muestreos se describen en la tabla 4.

3.3.1 Procedimiento de los métodos

Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO₅)

El método se basó en la cantidad de oxígeno que requieren los microorganismos para efectuar la oxidación de la materia orgánica presente en aguas naturales y residuales, y se determinó por la diferencia entre el oxígeno disuelto inicial y el oxígeno disuelto al cabo de 5 días de incubación a 20 °C.

Procedimiento:

Preparación del agua de dilución:

Se agregó a cada litro de agua destilada 1 ml de la solución amortiguadora de fosfatos, 1 ml de sulfato de magnesio, 1 ml de cloruro de calcio y 1 ml de cloruro férrico. Se colocó aire hasta completar saturación (7 minutos aproximadamente). Se preparó el agua de dilución cada vez que se hizo la determinación.

Método de la dilución: Este método se basó en el concepto fundamental de que la velocidad de la degradación bioquímica orgánica es directamente proporcional a la cantidad de material no oxidado.

1. Se prepararon las diluciones según la tabla siguiente de acuerdo al tipo de muestra, éstas diluciones se hicieron con el agua de dilución preparada anteriormente. Se le colocó aire al agua de dilución hasta saturación de oxígeno. Se estimó la dilución necesaria para producir un consumo de

oxígeno entre 2 y 6 mg/l después de 5 días de incubación. Las diluciones recomendables son las que se muestran en la tabla 2, según el tipo de muestra.

Tabla 2. Diluciones recomendadas según el tipo de muestra.

Tipo de desecho	DBO (estimada) en mg /l	Porcentaje de dilución
Desecho industrial concentrado	500 – 5000	0.1 – 1.0
Aguas residuales domésticas	100 – 500	1.0 – 5.0
Efluentes tratados	20 – 100	5.0 – 25.0
Aguas contaminadas de ríos	5 – 20	25.0 – 100

Fuente: SHARH Subsecretaría de Planeación, 1979.

Utilizando como guía el valor estimado de DBO_5 , se calcularon las diluciones apropiadas para obtener el abatimiento deseado del contenido de oxígeno. A disminución del oxígeno disuelto inicial en un ámbito de 40 – 60 % dio los resultados más confiables. Las diluciones que mostraron un oxígeno disuelto residual de cuando menos 1 mg/l y un consumo de cuando menos 2 mg/l se pudieron considerar las mas seguras.

2. Se midió directamente por cada dilución, volúmenes apropiados de la muestra en 3 botellas de 300 ml tipo DBO, con una pipeta volumétrica de punta alargada; se llenaron las botellas con el agua de dilución de manera que el tapón se colocó sin dejar burbujas de aire.
3. La técnica de dilución se simplificó cuando se midieron directamente en las botellas tipo DBO de 300 ml de capacidad. Se pusieron cantidades apropiadas de la muestra, usando una pipeta volumétrica de punta alargada y la botella se llenó con el agua de dilución justamente para que el tapón

podiera colocarse sin dejar burbujas de aire. El extremo del conducto del agua de dilución debió permanecer sumergido mientras se llenó la botella para evitar que le entrara oxígeno atmosférico.

4. Para la determinación de la DBO₅ se efectuaron los siguientes pasos:

- Se determinó del oxígeno disuelto inicial (OD_i) en una de las botellas de DBO.
- En otra botella se determinó el oxígeno disuelto a los 15 minutos de haber mezclado la muestra con el agua de dilución (OD₁₅), obteniéndose la demanda inmediata de oxígeno disuelto (DIOD), ya que las sustancias oxidables por el oxígeno molecular tales como fierro ferroso, sulfito y sulfuro, lo mismo que los aldehídos provocaron una disminución en el oxígeno disuelto que se debió determinar.
- La última botella se metió en la incubadora a 20 °C durante 5 días manteniendo el sello hidráulico; al cabo de éste tiempo se determinó la cantidad de oxígeno disuelto en la muestra.
- Incubación: se incubó el testigo del agua de dilución y las muestras diluidas por 5 días a 20 °C en oscuridad absoluta. Se sellaron hidráulicamente las botellas de DBO invirtiéndolas en una charola con agua en la incubadora.

cálculos:

$$DBO \text{ (mg/l)} = DI_{od} - OD_f / V$$

donde:

DI_{od} = Oxígeno disuelto inmediato en mg/l

OD_f = Oxígeno disuelto después de 5 días de incubación en mg/l

V = Volumen de muestra que se colocó en la botella DBO en ml

Nitrógeno Amoniacal Total (NAT)

Método de la destilación y valoración acidimétrica

El amoniaco se destiló en medio alcalino, se absorbió en una solución de ácido bórico y se determinó por valoración con ácido sulfúrico.

Procedimiento:

1. En un matraz Kjeldahl de 800 ml de capacidad se colocaron aproximadamente 500 ml de agua destilada y se lavó el condensador hasta recolectar aproximadamente 50 a 100 ml de agua en el matraz receptor.
2. En un matraz erlenmeyer de 500 ml se añadieron 50 ml de solución de ácido bórico al 2% y se colocó en el extremo receptor con el tubo sumergido dentro de la solución.
3. En un matraz Kjeldahl se añadió la cantidad de muestra de acuerdo a la tabla 1 según la cantidad de nitrógeno amoniacal esperada., si el volumen de muestra seleccionado es menor de 500 ml, se llevó la muestra a un volumen de 500 ml con agua destilada.
4. Se adicionaron perlas de vidrio para tener un mejor control de la ebullición.
5. Se añadieron 25 ml de solución buffer de borato, se ajustó la solución a un pH = 9.5 con un potenciómetro o papel indicador o bien se añadieron de 5 a 7 gotas de fenolftaleína y se subió el pH por adición de solución de hidróxido de sodio 6 N hasta un color rosa intenso.
6. Se conectó inmediatamente el matraz al bulbo del aparato de destilación.
7. Se destiló la muestra cuidando que la temperatura del condensador no pasara de 29°C.
8. Se preparó un testigo con 500 ml de agua destilada y se sometió al mismo tratamiento que la muestra.

9. Se recolectaron en el condensador con la punta del tubo del refrigerante sumergido en los 50 ml de solución de ácido bórico al 2% en el matraz receptor.
10. Se dio fin a la destilación cuando se recolectaron aproximadamente 300 ml de destilado, incluyendo los 50 ml de la solución de H₃BO₃ al 2%.
11. Se retiró el matraz colector y se añadió aproximadamente 0.6 ml de la solución de indicador mixto y se valoró con solución de H₂SO₄ 0.02 N hasta que la solución viró de un color verde esmeralda a un color morado.

Tabla 3. Selección del volumen de muestra

Nitrógeno amoniacal total en la muestra mg/l de Nitrógeno	ml de muestra
0 – 5	500
5 – 10	250
10 – 20	100
20 – 50	50
50 – 100	25

Fuente: SHARH Subsecretaria de Planeación, 1979.

cálculos:

$$N - NH_3 = \frac{(A - B) \times N \times 14}{V} \times 1000$$

donde:

A = Volumen de H₂SO₄ gastados para la muestra, en ml

B = Volumen de H₂SO₄ gastados para el testigo, en ml

N = Normalidad de H₂SO₄

14 = Peso miliequivalente del ion nitrógeno

1000 = Factor para referir a 1 litro

V = Volumen de la muestra usado, en ml

N – NH₃ = Nitrógeno amoniacal, en mg/l

Nitratos ($\text{NO}_3\text{-N}$) y Nitritos ($\text{NO}_2\text{-N}$)

Autoanalizador Technicon II

Aparato con un procedimiento automático para la determinación de nitratos y nitritos, utiliza el procedimiento de análisis químico fundado en la intensidad del color de las disoluciones por el cual el nitrato se reduce a nitrito por una columna reductora.

Manejo

1. Se colocaron todas las partes (bobinas, tuberías, filtros, etc) del cartucho analítico a utilizar.
2. Se pusieron las mangueras correspondientes en la bomba y cerrar la placa.
3. Se conectaron muestreador, bomba, colorímetro, registrador (u otros):
Encender: Bomba
Colorímetro
Registrador
4. Se lavó el sistema con 15 ml de EXTRAN al 10% (se colocan todas las mangueras de flujo, excepto la del agua)
5. Se enjuagó con agua destilada durante 15 minutos.
6. Se situaron los reactivos correspondientes a la práctica.
7. Se esperó de 5 a 10 minutos a que se estabilizara el flujo.
8. Se encendieron los controles del registrador.
9. Se ajustó a la línea base con el botón BASE LINE (está en el colorímetro).
10. Se llenaron dos copitas muestreadoras con el máximo estándar y se colocaron en el muestreador poniendo la alarma y encendiendo.
11. Se ajustó el tamaño del pico con el botón de STD CAL (se encuentra en el colorímetro).
12. Se ajustó de nuevo la LINEA BASE corriendo los estándares seguidos por las muestras intercalando una copa de agua entre ellas.

Tabla 4. Parámetros físico – químicos determinados en el agua.

PARÁMETROS	FRECUENCIA	MÉTODO	APARATO
Temperatura	Cada hora	Instrumental	Multisensor YSI 6820
pH	3 veces/día	Instrumental	Potenciómetro
DBO ₅	Semanal	Winkler	-
NAT	Semanal	Kjeldahl	Destilación
N-NO ₂	Semanal	Colorimétrico	Autoanalizador II
N-NO ₃	Semanal	Colorimétrico	Autoanalizador II
Oxígeno Disuelto	Cada hora	Instrumental	Multisensor YSI 6820

NAT = Nitrógeno Amoniacal Total

3.2 Multisensor YSI 6820

Una sonda es un dispositivo de monitorización con forma de torpedo que se coloca en el agua para obtener información sobre su calidad. Las sondas pueden tener varios cabezales medidores, y cada cabezal puede incluir uno o más sensores encargados de medir los parámetros de calidad del agua.

En este caso con el Multisensor YSI 6820 se midieron los siguientes parámetros: temperatura, oxígeno disuelto, pH, nitrógeno amoniacal ionizado, no ionizado y nitratos. Los datos se registraron diariamente mediante un software de computadora (EcoWatch para Windows) durante todo el día en intervalos de una hora.

Para empezar eficientemente las lecturas de los sensores, primero se instaló la membrana del sensor de oxígeno disuelto, después se instalaron los electrodos medidores. Una vez armado el Multisensor se llevó a cabo la instalación del software de la sonda el cual se ejecutó iniciando la calibración de los sensores

(ver anexo); estando calibrados todos los sensores se empezaron a capturar los datos en tiempo real hasta el término del experimento.

3.3 Parámetros biológicos

El cultivo se llevó a cabo en un sistema de recirculación en el laboratorio de Acuicultura del ITSON, en el Estado de Sonora. Se aclimató la lobina en una tina experimental tres semanas antes del inicio del experimento. Durante este periodo de aclimatación, se les suministró una dieta con alimento comercial camaronina con 30% de proteína.

Se utilizaron 296 lobinas con un peso inicial entre 19.50 g a 39.48 g con un promedio de 32.15 ± 5.06 g y con una longitud de 13.65 ± 0.75 cm. El estudio se inició el 7 de octubre de 2000 y tuvo una duración de 154 días.

Durante este tiempo se obtuvieron registros semanales realizándose biometrías, midiendo y pesando 30 peces equivalentes al 10% de la cantidad de peces del bioensayo, los cuales se regresaban a la tina y se alimentaban a saciedad. Cada pez fue medido con una regla graduada y pesado en una balanza marca OHAUS modelo No. CT200 con capacidad de 202×0.01 g. Se reportaron los resultados en centímetros y gramos respectivamente.

A partir de estos valores se calcularon el factor de conversión alimenticia (FCA), la tasa específica de crecimiento (TEC), la sobrevivencia (S) y el peso ganado (PG) con las siguientes ecuaciones, en base a lo recomendado por Ricker, 1975 y Tseng *et. al.* 1998.

$$FCA = (\sum P_f) / (\Delta P)$$

$$TEC = [(\ln P_f - \ln P_i) / t] \times 100$$

$$S = (SN_f - SN_i)$$

$$PG = (PC_f - PC_i)$$

Donde $\sum P_f$ es el total de la cantidad de alimento suministrado, ΔP es el incremento del peso total de los peces en el cultivo, P_i y P_f el peso al inicio y al final del experimento, t el tiempo en días del periodo, SN_i y SN_f son el número de lobinas cultivadas en la tina al inicio y al cabo del experimento, PC_i y PC_f son el promedio del peso corporal de la lobina en 22 semanas de cultivo.

La alimentación balanceada durante el cultivo fue *ad libitum* con alimento balanceado camaronina con 30% de proteína al inicio del experimento y al final del experimento camaronina con 40% de proteína; las heces se eliminaron por sífonado diariamente. Se alimentó adicionándose tres raciones diarias de alimento (09:00, 13:00 y 17:00 horas).

El alimento dosificado diariamente fue registrado cada semana pesando una cantidad suficiente de alimento al inicio de la semana y después pesando el alimento restante al finalizar la semana. Estos datos fueron utilizados para hacer los cálculos de acuerdo a la fórmula del factor de conversión alimenticia (FCA), la cual nos indicó la cantidad de alimento consumido por unidad de peso.

La sobrevivencia se determinó en forma directa ya que antes de introducir los organismos a la tina estos fueron contados y se registró el dato exacto de la cantidad de peces al inicio del bioensayo, la cantidad exacta fue de 296 peces. Durante el experimento se registró cada pez encontrado muerto y al término del mismo se cuantificaron los peces vivos.

3.3.1 Análisis estadístico de la información

La gráfica de relación talla-peso se determinó de acuerdo a la información indicada en tablas expuestas por Piper *et. al.* (1982), donde se procedió a graficar 40 valores hasta llegar a formar una curva ascendente (figura 12). Después en la

misma figura se graficaron los valores de talla y peso obtenidos en el presente estudio con el fin de comparar la tendencia de ambos estudios.

Durante el periodo del experimento se muestrearon 30 organismos, los cuales se median y se pesaban; con los valores obtenidos se calculó la longitud promedio, la desviación estándar (S), el incremento semanal (diferencia de la S de la primera semana menos la segunda semana y sucesivamente) y el peso promedio.

3.4 Sistema de recirculación

Se acondicionó una tina de cultivo circular de fondo plano de 2.50 m de diámetro y 0.90 m de altura total, manteniendo un nivel de agua de 0.60 m, con un área y volumen de 4.90 m² y 2.9 m³ respectivamente. Se conectó a un filtro biológico (Modelo ALS10F), con un flujo de 10 gpm, sistema de filtración compuesto por un filtro de cartucho con un tamaño de 2.32 m² para partículas de 20 micrones, caja del filtro de polystrand de 14.3 m², un esterilizador UV de 18 watts, filtro químico con carbón activado, un filtro biológico de lecho fluidizado de 10 gpm y una bomba magnética (Modelo WMD-40RLT-115) con una capacidad máxima de 13.7 gpm que funciona como mecanismo impulsor. Las dimensiones del sistema de filtración son de 60 X 60 cm. (Figura 5).

Se llenó la tina con agua de la red municipal de Ciudad Obregón, misma que se declorinó por medio de aireación en un lapso de dos días. Una vez armado el sistema, se preparó el biofiltro dejando recircular el agua por tres semanas, introduciendo una pequeña cantidad de peces con el fin de que el biofiltro madurara, lo cual se llevó a cabo dándole a los peces camaronina con 30% de proteína, misma que suministró materia fecal rica en amonio (NH₃ -N), lo que ayudó a iniciar en el biofiltro el proceso de nitrificación. Pasadas las tres semanas se introdujeron juveniles entrenados de 12 a 14.8 cm de longitud provenientes del laboratorio de acuacultura.



Figura 5. Filtro biológico (Modelo ALS10F) para acuarios

La tasa de flujo del agua fue de 43.2 l/min en la tina de cultivo, con un recambio total del volumen cada 1.63 h, lo que equivale a 1469 % de renovación al día. Con el fin de brindar condiciones adecuadas a la tina de cultivo, se instaló un sistema de aireación consistente en piedras difusoras de aire, se realizaron limpiezas diarias, eliminando los sobrantes alimenticios, desechos orgánicos como heces fecales, también se recuperaron pérdidas de nivel causadas por sifoneos, evaporación y agua utilizada para análisis químicos.

Cada dos días se cambió uno de los dos filtros del sistema con el fin de que la materia orgánica no se acumulara dentro de los mismos, impidiendo el adecuado flujo de agua. Los filtros fueron lavados con agua directamente de la llave y posteriormente sumergidos en agua con cloro comercial en una concentración de 1:1000.

IV. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

4.1 Análisis de agua (parámetros físico-químicos)

Durante el experimento, las temperaturas registradas en las mañanas variaron entre 21.7 y 28.7 °C y las de la tarde entre 22.5 y 29.1 °C; los valores promedio fueron de $23.7 \pm 2.21^{\circ}\text{C}$ en la mañana y de $24.45 \pm 1.94^{\circ}\text{C}$ en la tarde. Las temperaturas registradas estuvieron dentro del intervalo óptimo para el desarrollo de la especie ya que la temperatura ideal para la lobina es de 25 a 30°C (Stickney, 1986).

Los parámetros considerados críticos en este tipo de sistemas son principalmente el oxígeno disuelto y el amonio tóxico. El oxígeno disuelto se mantuvo dentro de los límites que requiere esta especie para alcanzar un óptimo crecimiento y actividad muscular, que de acuerdo con Klontz (1991) es de 6 a 8 mg/l, por lo cual este gas no representó un factor limitante en el cultivo, ya que este se mantuvo casi constante a lo largo del bioensayo con una variación desde 6 a 8 mg/l. Los valores de oxígeno disuelto promedio presente en la tina fueron de 6.9 ± 0.80 mg/l y en el filtro de 6.7 ± 0.70 mg/l, con valores de 5.9 y 8.8 mg/l en la tina y de 6 a 7.8 mg/l en el filtro.

El pH promedio por las mañanas durante el periodo de cultivo fue de 7.84, mientras que por las tardes fue de 7.86 lo que nos indica que no hubo una variación significativa. Estos valores estuvieron en el intervalo recomendado ya que este es de 6.5 a 9.5 (Grace, 1994).

La DBO promedio en la tina y en la salida del filtro fueron de 6.9284 ± 0.79 y 6.7296 ± 0.69 mg/l respectivamente. Se puede observar que no hubo gran cantidad de materia orgánica en las muestras analizadas y como se muestra en la figura 6 hubo una diferencia entre la concentración de DBO en la tina y en el filtro, notándose que en la segunda semana fue mayor la concentración en el filtro que en la tina, esto pudo haber pasado debido a la acumulación de materia orgánica dentro del filtro. La concentración tendió a ser ligeramente mayor en la tina, notándose un decremento de éstas respecto al tiempo, eso indica que el sistema de recirculación se estabilizó dando como resultado una buena calidad en el agua de cultivo.

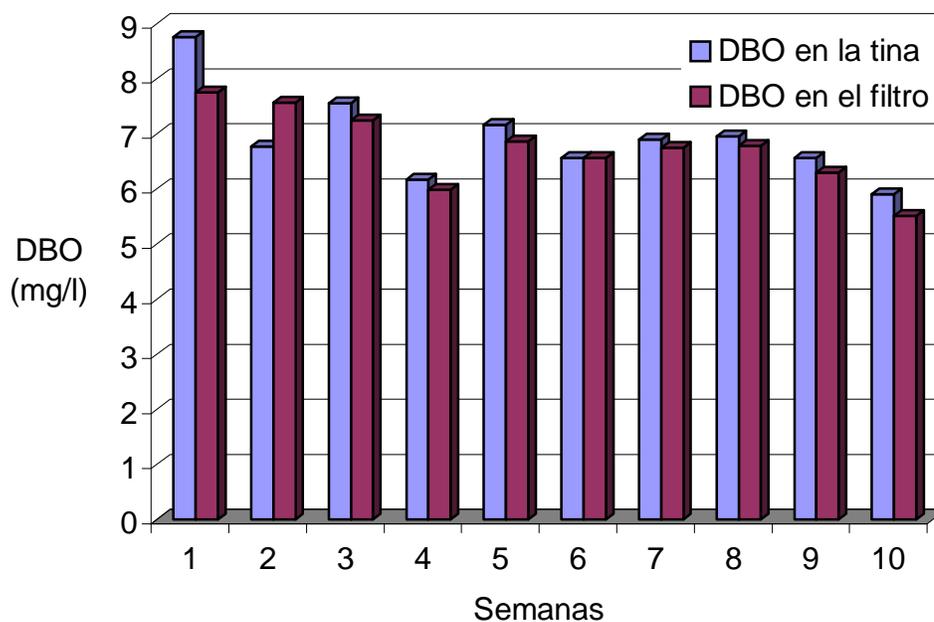


Figura 6. Comportamiento de la DBO en la tina y el filtro de cultivo.

4.1.1 Compuestos Nitrogenados

El amonio en el agua existe como dos componentes: amonio ionizado (NH_4^+) y amonio no ionizado (NH_3 -N), este último es extremadamente tóxico para los peces. La cantidad de amonio no ionizado depende del pH y de la temperatura del agua como se muestra en la tabla 6. Con base en esto y considerando que el valor mínimo registrado de amonio total fue de 0.0007 y el máximo de 0.0047 mg/l, a un promedio de temperatura de 24 °C y un pH de 7.6, los valores de amonio tóxico (NH_3 -N) correspondieron a 0.000014 y 0.000096 mg/l respectivamente. Estos dos valores se encuentran por debajo del límite inferior ya que según Klontz (1991), los valores de las concentraciones que afectan a los salmónidos son de 0.03 a 0.05 mg/l.

En la tabla 5, se muestran los valores de nitrógeno amoniacal total (NAT) obtenidos de los análisis realizados durante el experimento, estos valores pueden ser convertidos a nitrógeno amoniacal no ionizado utilizando la tabla 6 y los resultados de temperatura y pH promedio del presente trabajo.

Tabla 5. Valores de nitrógeno amoniacal total obtenidos del 10 de enero al 14 de marzo de 2001.

Nitrógeno amoniacal total mg/l		
Fecha	Tina	Filtro
10Ene/2001	0.0037	0.0037
17/Ene/2001	0.0038	0.0038
24/Ene/2001	0.0038	0.0038
31/Ene/2001	0.0023	0.0022
07/Feb/2001	0.0018	0.0017
14/Feb/2001	0.0033	0.0033
21/Feb/2001	0.0045	0.0047
28/Feb/2001	0.0045	0.0044
07/Mar/2001	0.0007	0.0008
14/Mar/2001	0.0008	0.0008

Tabla 6. Porcentaje del amonio total en la forma no ionizada a diferentes valores de pH y temperatura.

Temperatura °C									
pH	16	18	20	22	24	26	28	30	32
7.0	0.30	0.34	0.40	0.46	0.52	0.60	0.70	0.81	0.95
7.2	0.47	0.54	0.63	0.72	0.82	0.95	1.10	1.27	1.50
7.4	0.74	0.86	0.99	1.14	1.30	1.50	1.73	2.00	2.36
7.6	1.17	1.35	1.56	1.79	2.05	2.35	2.72	3.13	3.69
7.8	1.84	2.12	2.45	2.80	3.21	3.68	4.24	4.88	5.72
8.0	2.88	3.32	3.83	4.37	4.99	5.71	6.55	7.52	8.77
8.2	4.49	5.16	5.94	6.76	7.68	8.75	10.00	11.41	13.22
8.4	6.93	7.94	9.09	10.30	11.65	13.20	14.98	16.96	19.46
8.6	10.56	12.03	13.68	15.40	17.28	19.42	21.83	24.45	27.68
8.8	15.76	17.82	20.08	22.38	24.88	27.64	30.68	33.90	37.76
9.0	22.87	25.57	28.47	31.37	34.42	37.71	41.23	44.84	49.02
9.2	31.97	35.25	38.69	42.01	45.41	48.96	52.65	56.30	60.38
9.4	42.68	46.32	50.00	53.45	56.86	60.33	63.79	67.12	70.72
9.6	54.14	57.77	61.31	64.54	67.63	70.67	73.63	76.39	79.79
9.8	65.17	68.43	71.53	74.25	76.81	79.25	81.57	83.68	85.85
10.0	74.78	77.46	79.92	82.05	84.00	85.82	87.52	89.05	90.58
10.2	82.45	84.48	86.32	87.87	89.27	90.56	91.75	92.80	93.84

La concentración de nitrógeno amoniacal total promedio en la tina de cultivo y en el filtro fueron iguales de 0.0028 ± 0.001 mg/l, observándose mejor en la figura 7.

Se registró una concentración mínima y máxima de nitrógeno amoniacal total de 0.007 y 0.0045 respectivamente, lo cual muestra que los sistemas son eficientes en la oxidación de amonio si se le compara con los resultados obtenidos por Wickins (1985), quien mediante el empleo de filtros biológicos obtuvo un decremento de amonio de 0.93 a 0.3 mg/l, para mantener la calidad de agua.

Cuando se expone a los animales acuáticos a niveles muy altos de amonio esto puede afectar al crecimiento, es perjudicial a la resistencia de los peces y esto causa la muerte (Burrows, 1969).

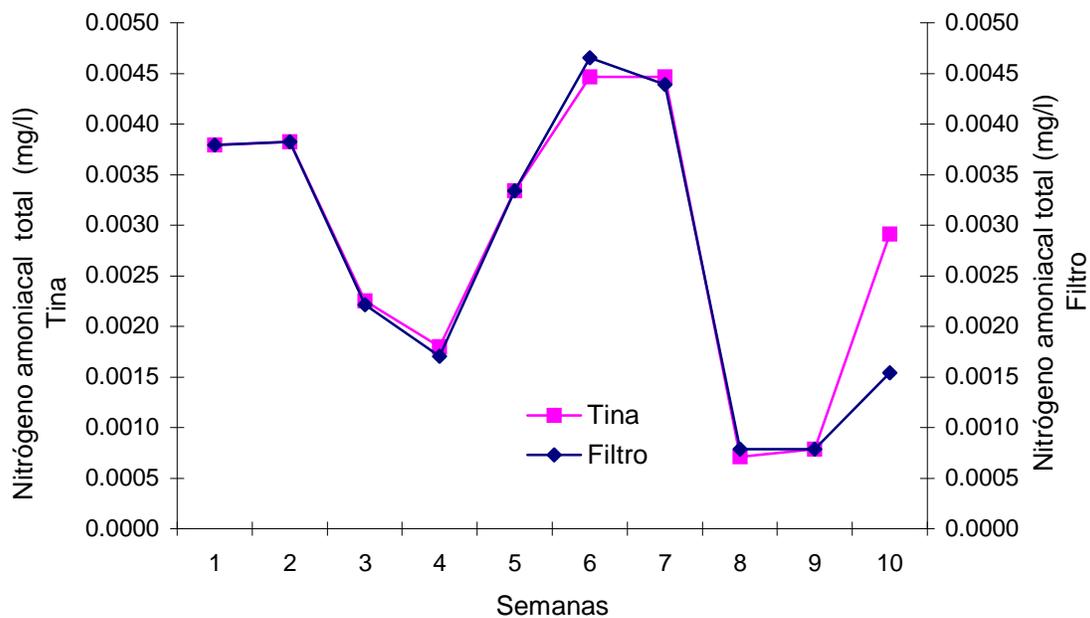


Figura 7. Comportamiento del nitrógeno amoniacal total durante el cultivo.

La concentración promedio de nitrito detectada en la tina de cultivo fue de 1.0167 ± 1.1 mg/l y en el filtro fue de 1.105 ± 1.2 mg/l, estos valores sobrepasan ligeramente el rango de lo permitido debido a que la cantidad considerada como perjudicial en el cultivo es mayor de 1 mg/l (Stickney, 1979), aunque también el mismo autor menciona que en ocasiones el nitrito está presente en altas concentraciones en sistemas de cultivo, principalmente en sistemas de recirculación cerrados que han sido llenados con agua por primera vez.

Estas concentraciones relativamente no son letales para los organismos debido a que el nitrito no permanece mucho tiempo ya que las bacterias del género *Nitrobacter* se encargan de oxidar los nitritos a nitratos rápidamente. En la figura 8 se muestra la curva típica de la estabilización bacteriana en el biofiltro.

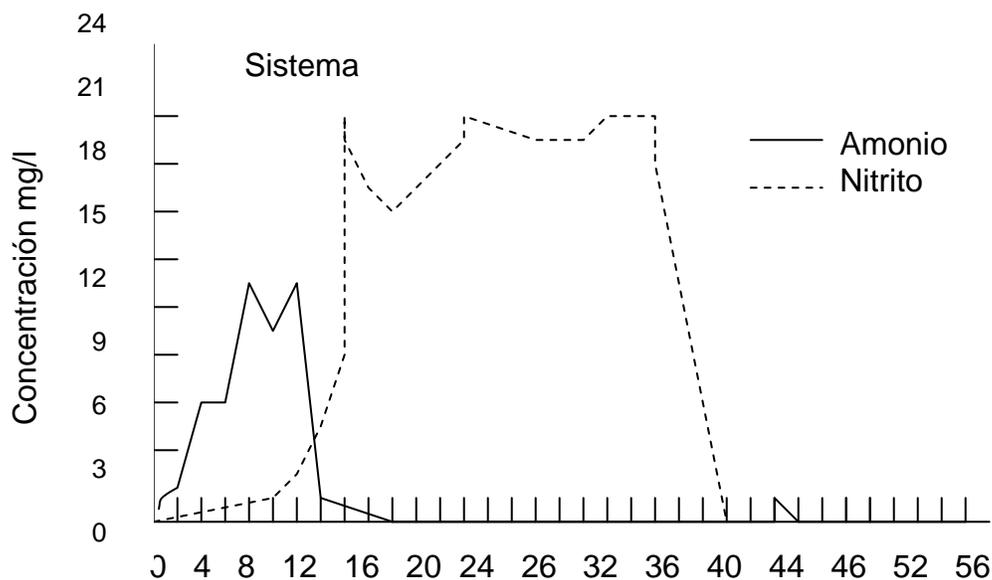


Figura 8. Esquema del comportamiento típico de la estabilización bacteriana dentro de un biofiltro (Masser *et. al.* 1992).

En la figura 9 se pudo observar el comportamiento del nitrito aumentando su concentración en la segunda semana y disminuyendo a la cuarta semana de cultivo permaneciendo así hasta la quinta semana, notándose en la semana 6 y 9 valores altos, esto pudo haber sido por la carga de materia orgánica acumulada tanto en la tina como en el filtro y también a cambios en los sustratos del filtro biológico, al proporcionar limpieza y mantenimiento al sistema de recirculación.

Según Grace, 1994, la concentración de nitratos permitida es de 0 a 60 mg/l. La concentración promedio de nitrato en la tina fue de 4.443 ± 4.4 y en el filtro fue de 4.367 ± 4.5 , estos valores estuvieron dentro de lo permitido, aunque aun se desconocen los niveles a los cuales el nitrato empieza a ser tóxico, de acuerdo con Spotte (1970) el nitrato no es directamente tóxico bajo ciertas circunstancias.

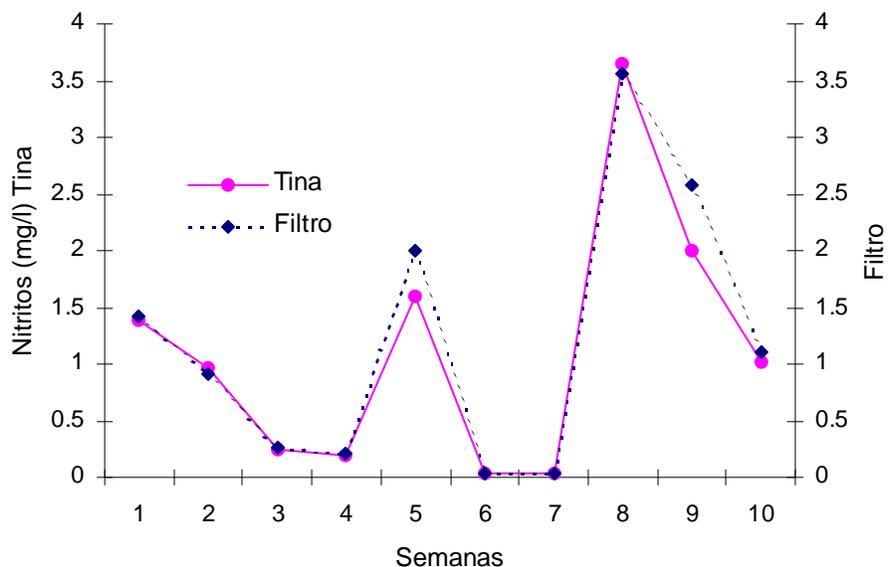


Figura 9. Comportamiento del nitrito en la tina y el filtro de cultivo.

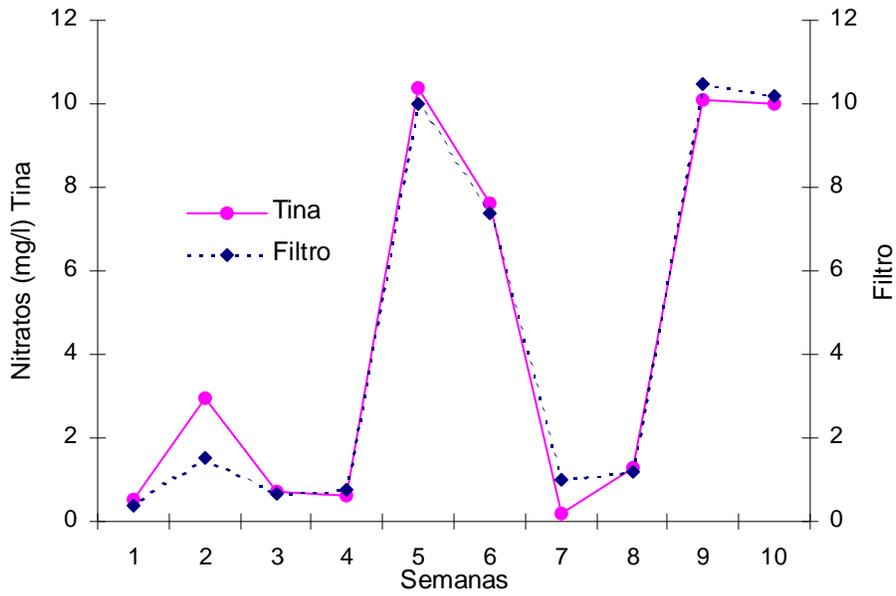


Figura 10. Comportamiento del nitrato en la tina y el filtro de cultivo.

4.2 Multisensor YSI 6820

Los valores promedio obtenidos del laboratorio y los del Multisensor se muestran en la tabla 7.

Tabla 7. Comparación de los métodos utilizados en laboratorio contra los del Multisensor YSI 6820.

Parámetro	Método tradicional (Laboratorio)	Multisensor YSI 6820
Temperatura	24°C	24.1°C
pH	7.6	7.85
Oxígeno disuelto (mg/lt)	6.9	7.1
NH ₃ -N (mg/lt)	0.0028	0.0010
NO ₃ -N (mg/lt)	4.44	0.023

La variación observada en la temperatura, pH , oxígeno y amonio entre un método y otro es aceptable en términos de que la diferencia en la exactitud es tan pequeña que no tiene impacto en el desarrollo del cultivo de peces.

Sin embargo, la diferencia de los valores de nitrato es doscientas veces mayor entre un método y otro partiendo de que el método más confiable es el tradicional (de laboratorio) que mide el nitrato utilizando una técnica colorimétrica con el Autoanalizador Technicon II, es recomendable revisar las posibles fuentes de error en la determinación de nitrato con el Multisensor YSI 6820. Lo más probable es que la diferencia en los valores de concentración se deba a la falta de una correcta calibración del electrodo respectivo; es necesario considerar la caducidad de las soluciones para calibración y si fueron almacenadas correctamente en refrigeración o a una temperatura ambiente menor a los 27 °C; de igual manera, el manual de este equipo indica que este tipo de electrodo tiene que ser reemplazado por otro nuevo después de cuatro meses de uso, situación que no se contempló en este estudio por motivos económicos.

Dado que el Multisensor YSI 6820 es un equipo moderno de alta tecnología que permite analizar simultáneamente 9 parámetros importantes en un sistema de recirculación para acuicultura, cuyas determinaciones pueden ser desplegadas y almacenadas en un sistema de información como una computadora, con mediciones que se realizan a intervalos que van desde cada segundo hasta el tiempo que el técnico establezca, y que además puede completarse a otro sistema automatizado de alarma para indicar alteraciones drásticas en un parámetro que haga peligrar la vida del cultivo, es recomendable adoptar el uso de este tipo de tecnología para monitorear la calidad de agua.

4.3 Parámetros biológicos

Los resultados obtenidos indican que después de 154 días el peso final promedio de las lobinas fue de 36.70 ± 4.60 g, la longitud de 14.54 ± 0.49 cm, iniciándose el experimento con un peso total de 9.060 kg y obteniéndose una biomasa total cosechada de 16.499 kg. Esto significa un incremento de 7.439 kg de peso total, que en crecimiento diario son 0.048 kg. Los resultados de crecimiento se muestran en la figura 11, en la que se observa que los peces incrementaron su masa corporal en 16.96 g, pasando de 30.85 g a 47.81 g en un periodo de 22 semanas.

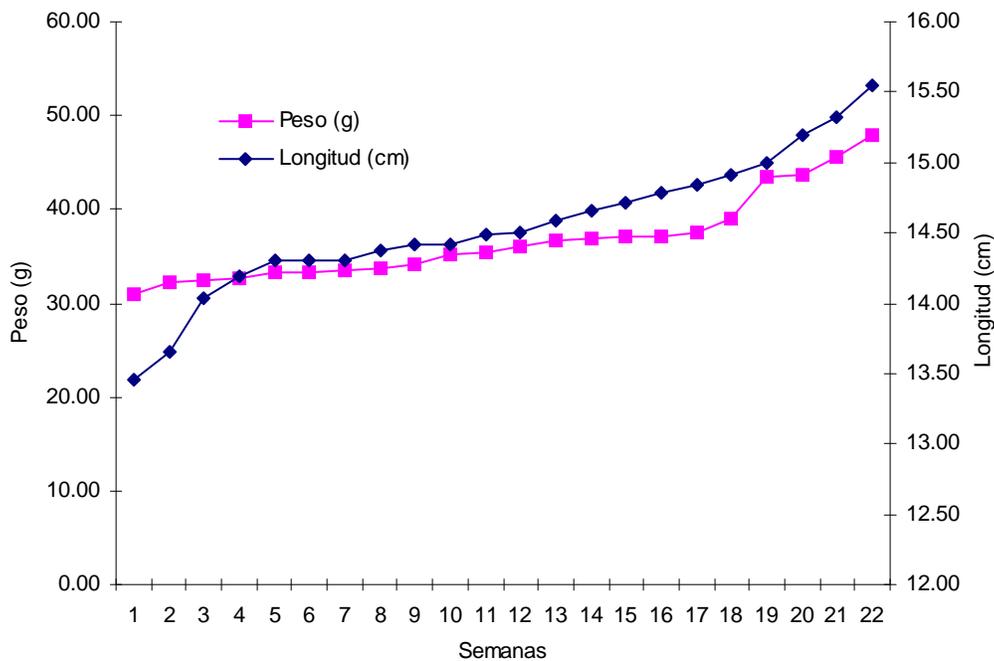
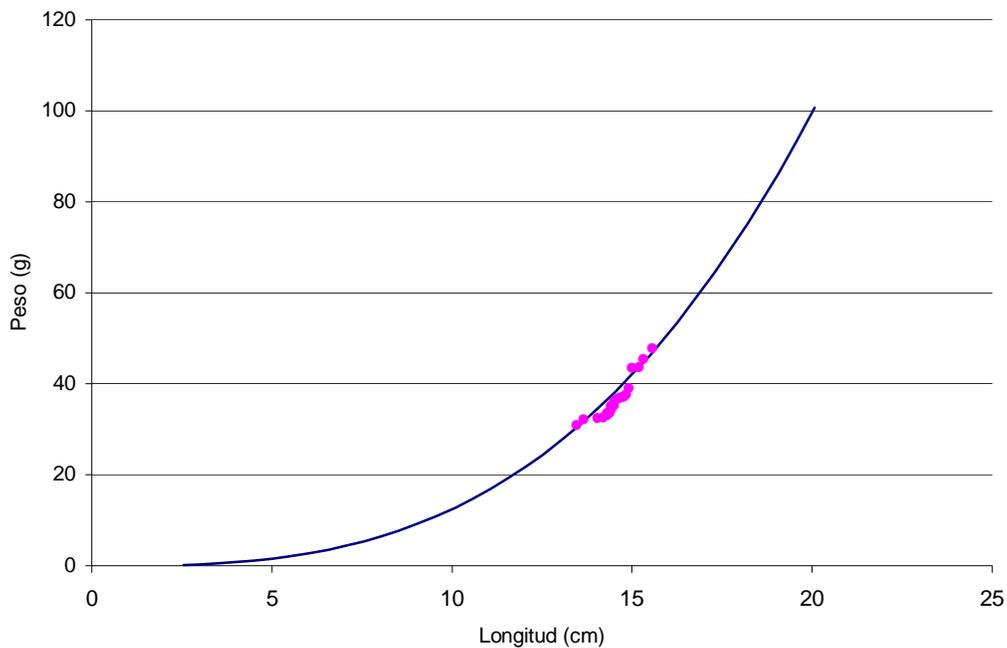


Figura 11. Incremento en longitud y en peso de *Micropterus salmoides* durante

En la figura 12, se muestra la relación talla – peso de las lobinas cultivadas en este experimento que es consistente con la relación teórica establecida por Piper *et. al.* (1982), en la que se puede observar que los resultados siguieron la misma relación establecida por dicho autor.



- Presente estudio — Piper et. al. (1982)

Figura 12. Grafica de la relación talla - peso.

El incremento en peso semanal fue relativamente bajo por lo tanto se obtuvo un peso final bajo, lo cual puede ser atribuido a que los organismos se alimentaron las primeras semanas del bioensayo con camaronina con 30 % de proteína, y después la dieta fue con camaronina con un contenido del 40% de proteína en su composición. Los requerimientos de proteína para la lobina, en prácticas de dieta bajo condiciones de producción establecidos por Anderson *et. al.* (1981) son de 39-40% utilizando dietas semi-purificadas bajo condiciones controladas.

El lote utilizado consistió de 296 organismos, con una talla promedio de 13.46 cm de longitud. Los juveniles se mantuvieron en la tina antes descrita donde no se tuvo la necesidad de separarlos debido a que ya no existía el fenómeno de canibalismo y de competencia por alimento.

Con los pesos promedio inicial y final de los organismos y el alimento total consumido durante el bioensayo que fue de 8.00 kg, se pudo obtener el factor de conversión alimenticia (FCA) el cual nos dio un valor de 4.38 kg. Este dato nos indica que para que el pez gane 1 kg de peso, necesitará consumir 4.38 kg de alimento. El valor de FCA fue relativamente alto debido a que la cantidad de proteína en la dieta suministrada en las primeras semanas del experimento no fue la requerida ya que ésta es de un 40% y durante ese periodo se suministró camarón con 30% de proteína. El rango específico de crecimiento fue de 0.285 g y el peso ganado durante el bioensayo fue de 7.439 g.

El bioensayo se dio por terminado al final de la vigésima segunda semana, después de la cual se obtuvo una sobrevivencia de 83.10% (246 organismos) con talla y peso promedio finales de 14.54 cm y 36.70 g, respectivamente. En la tabla 8 se muestran las longitudes y pesos promedio durante las 22 semanas del bioensayo.

Tabla 8. Longitud y peso promedio e incremento intermuestras, con las respectivas desviaciones estándar (S) observados semanalmente en el cultivo de *M. salmoides*.

Semana	Longitud Promedio (cm)	S	Incremento Semanal (cm)	Peso Promedio (g)	S	Incremento Semanal (g)
1	13.46	1.07	-	30.85	7.05	-
2	13.65	0.75	0.32	32.15	5.06	1.99
3	14.03	0.07	0.68	32.51	6.10	1.04
4	14.19	0.89	0.82	32.56	6.69	0.59
5	14.30	0.85	0.04	33.20	7.63	0.94
6	14.31	0.82	0.03	33.21	7.11	0.52
7	14.31	0.91	0.09	33.57	7.21	0.1
8	14.37	0.94	0.03	33.62	5.97	1.24
9	14.41	0.96	0.02	34.24	6.86	0.89
10	14.42	0.89	0.07	35.13	6.43	0.43
11	14.49	0.94	0.05	35.31	6.85	0.42
12	14.50	0.91	0.03	36.02	9.27	2.42
13	14.58	0.97	0.06	36.71	7.71	1.56
14	14.66	1.12	0.15	36.94	6.43	1.28
15	14.72	0.96	0.16	37.10	7.65	1.22
16	14.78	0.86	0.1	37.19	6.95	0.7
17	14.84	0.99	0.13	37.60	7.47	0.52
18	14.91	0.98	0.01	39.05	8.34	0.87
19	14.99	1.24	0.26	43.47	12.18	3.84
20	15.19	1.10	0.14	43.69	10.52	1.66
21	15.32	1.22	0.12	45.48	13.26	2.74
22	15.55	1.02	0.2	47.81	10.94	2.32

El crecimiento de los peces, la sobrevivencia y la producción durante el cultivo de juveniles fueron comparados con estudios previos de otros autores (Tabla 9).

Tabla 9. Resumen de los resultados de cultivos publicados sobre juveniles de lobina *M. salmoides*. Utilizando alimento húmedo (AH), alimento seco (AS) o ambos (HS), Tasa Específica de Crecimiento (TEC), Sobrevivencia (S), Factor de Conversión Alimenticia (FCA).

Ref.	Tipo de alimento	Densidad de peces (org/m ²)	Peso Promedio Inicial (g)	g por (m ²)	Peso Promedio Final (g)	Producción total (kg m ²)	Días	TEC (g/día)	S (%)	FCA
1	AS	49	30.85	15.1	47.81	48	154	0.28	83.1	4.38
2	AS	37	6.5	2.4	139	139	132	1.00	81.8	1.07
3	AH	20	1.3	2.6	92	92	111	0.76	95.8	1.54
4	HS	30	2.5	0.75	175	175	135	1.27	65.0	1.86
5	AH	49	3.2	1.56	90	90	110	0.76	78.4	1.60
6	AH	45	2.1	0.94	103	103	114	0.88	81.5	1.52
7	AH	38	2.8	1.06	67	67	87	0.74	66.3	3.59

Ref 1. Presente estudio; 2. Kubitzka y Lovshin (1997); 3. Williamson y Carmichael (1990); 4. McCraren (1975); 5. Snow (1971); 6. Snow y Maxwell (1970); 7. Snow (1968).

En la tabla 9 se observa que se inició el experimento con peces de talla promedio de 30.85 g, valor alto comparado con los expuestos por otros autores; se llegó a una talla promedio de 47.81 g. La tasa específica de crecimiento fue menor comparada con los estudios expuestos, esto se debió a que en el presente estudio se utilizaron lobinas de peso y tallas grandes, por lo tanto el crecimiento fue más lento ya que este depende de la edad del organismo. Se obtuvo una sobrevivencia aceptable comparada con los otros estudios, teniendo un factor de conversión alimenticia de 4.38 g, siendo este valor el más alto junto con el estudio 7 que obtuvo un (FCA) de 3.49 g, en el caso del presente estudio esto se debió a que el alimento utilizado no fue el adecuado para la lobina.

4.4 Sistema de recirculación

Existen diversos sistemas de recirculación para el cultivo intensivo de peces; en el ITSON se están probando los sistemas “Bead Biofilter” (filtro de canicas), “Fluidized Bed Biofilter” (filtro de arena fluidizada) y el filtro a pequeña escala utilizado en este experimento (figura 5), que es un filtro diseñado para un flujo de 10 gpm compuesto por un primer componente que elimina los sólidos filtrando el agua de las partículas de 20 micras y además elimina patógenos con una lámpara de UV, un segundo componente que tiene la triple función de filtro químico (carbón activado), filtro físico (disco de polystrand), y filtro biológico (discos de polystrand colonizados por *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*) y por último, un pequeño contenedor transparente con arena fluidizada que hace más eficiente la filtración biológica de tal manera que la biomasa del tanque de cultivo puede aumentarse de 14 a 27 kg de peces.

El filtro presentó condiciones adecuadas para el desarrollo de las lobinas sometidas a preengorda como se puede observar en los resultados de calidad de agua; la biomasa contenida en el tanque de cultivo pasó de 9.060 kg al inicio y de 16.499 kg al término del experimento, sin sobrepasar nunca el límite de 27 kg establecido para este tipo de sistemas de recirculación.

Sin embargo, se observaron problemas con el color del agua que adquirió una tonalidad amarilla, lo cual representó sólo un problema estético ya que esto no afectó a los peces directamente. Otro problema fue la variación en la fluidización de la arena del biofiltro debido a cambios en el flujo de agua causados por la acumulación de materia orgánica en los filtros de 20 micras y polystrand. Esto fue solucionado cambiando uno de los dos filtros cada dos días.

Los principios biológicos con los cuales trabajan los sistemas de recirculación acuícola que tienen integrado un biofiltro, se muestran en la figura 13, donde se observa que el pez como resultado de su metabolismo excreta amonio tóxico

además del amonio producido por el alimento. El amonio tóxico es convertido a nitrito por las bacterias *Nitrosomonas* que se encuentran adheridas a los granos de arena del biofiltro; a su vez el nitrito es convertido a nitrato por las bacterias *Nitrobacter*, proceso que se conoce como nitrificación.

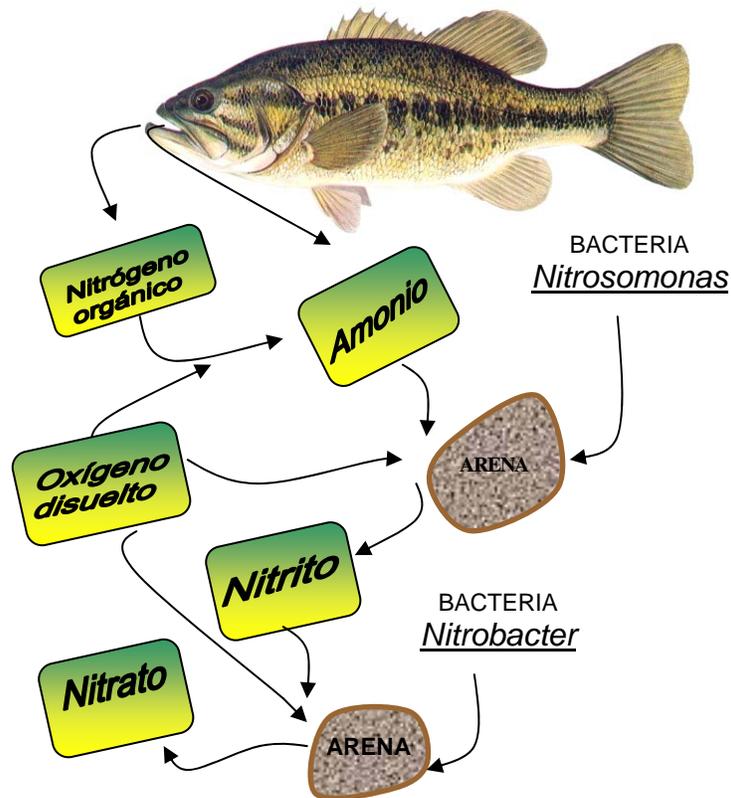


Figura 13. Esquema del ciclo biológico de un sistema de recirculación.

V. CONCLUSION

1. El uso del Multisensor YSI 6820 representa un adelanto tecnológico que posibilita el monitoreo continuo de los parámetros críticos de calidad de agua en un sistema de recirculación; en este trabajo se encontró que es recomendable medir temperatura, oxígeno disuelto, pH y especialmente nitrógeno amoniacal total, parámetros que se mantuvieron dentro de los rangos óptimos para el cultivo.
2. Respecto a los resultados de la biotecnia se concluye que el cultivo de Lobina a nivel laboratorio es factible y esto queda demostrado con el presente trabajo, en el cual se obtuvieron sobrevivencias adecuadas durante la fase de crecimiento. El crecimiento resultó inferior a lo esperado, y la causa más probable pudo haber sido la cantidad de proteína presente en el alimento proporcionado, el cual era consumido prácticamente en su totalidad por las lobinas. El régimen alimenticio resultó cualitativamente adecuado, aunque cabe la posibilidad de ser mejorado en el aspecto cuantitativo y en el método de suministro. No se observaron fenómenos de mortalidad debido a enfermedades de origen bacteriano y de hecho la mortalidad en el cultivo no representó una pérdida importante de organismos.
3. Se pudo probar que técnicamente el sistema de recirculación es factible ya que los parámetros físico-químicos estuvieron dentro del rango óptimo para el desarrollo de los organismos. Los nitritos se comportaron relativamente altos en algunos periodos del cultivo, sin llegar a ser letales pero influyendo quizás en un menor crecimiento en cuanto a tamaño.

RECOMENDACIONES

Para experiencias futuras encaminadas a este tipo de trabajos, se recomienda:

1. Tener agua declorinada de reserva para prevenir accidentes.
2. Calibrar de acuerdo a lo estipulado los aparatos utilizados durante el experimento.
3. Que para la realización de las biometrías, estas se hagan con una cantidad de organismos de acuerdo a la muestra.
4. Limpiar diariamente el sistema de cultivo, eliminando la materia orgánica acumulada de la tina y del filtro.
5. Mantener el sistema con un flujo de recirculación adecuado, previamente consultado.

LITERATURA CITADA

- Arredondo J. L. 1986. Piscicultura. Breve descripción de los criterios y técnicas para el manejo de calidad de agua. México. pp 43-47.
- Arreola, C.J. 1993. Creación y Desarrollo de una Reserva Acuática para el Fomento y Práctica de la Pesca Deportiva. Obregón, Sonora. pp. 45-62.
- Arvizu, R.F. 1981. Aceptabilidad de alimento balanceado por Micropterus salmoides (Lobina), bajo condiciones de cultivo. Investigación dirigida. Instituto Tecnológico y Estudios Superiores de Monterrey, Cd. Monterrey, Nuevo León, México. pp 3-5.
- Bardach, J.E., J. Ryther y W.O. McLarney. 1973. Aquaculture. The Farming and Husbandry of Freshwater and Marine Organism. A.G.T. Editor S.A. Washington D.C. pp 234-237.
- Benítez J. y Leyva G.A. 1996. Programa de repoblamiento e investigación de lobina Micropterus salmoides. El anzuelo club de pesca. Obregón, Sonora. pp 1-8
- Bower, C.E. and Turner, D.T. 1983. Nitrification in closed seawater culture systems: effects of nutrient deprivation. Aquaculture, 34: 85-92.
- Burrows, R.E. 1969. Effects of accumulated excretory products on hatchery-reared salmonids. U.S. Bureau of Sport Fishing and Wildlife Resource Report 66. pp. 12.

- Carmignani, G.M y Bennett, J.P. 1977. Rapid start-up of a biological filter in closed aquaculture system. Elsevier Scientific Publishing Company. Amsterdam. pp 85-88.
- Conijeski D.N. 1997. Diseño y evaluación de un sistema acuícola recirculante (SAR) para cultivo de peces. Universidad Católica del Norte. Facultad de ciencia del Mar. México. pp 2-10.
- Grace, G.R. 1994. Producción intensiva de Lobina Boca Grande. En: Acuicultura y Pesca Deportiva. CA, U.S.A. pp 1-9.
- Klontz, W.G., 1991. Fish for the future: concepts and methods of intensive aquaculture. Text number 5 of the Idaho Forest, Wildlife and Range Experiment Station, College of Forestry, Wildlife and Range Sciences, University of Idaho, Moscow, Idaho. pp 192.
- Kubitza F., Lovshin L. 1997. Pond production of pellet-fed advanced juvenile and food-size largemouth bass. Department of Fisheries and Allied Aquacultures, Auburn University, Auburn. Elsevier. Brazil. pp 253-261.
- Lagler K.F and Bardach, J.E. Miller, R.R., Passino, D.M. 1977. Ictilogía. Primera Edición. AGT Editor A.A. México D.F. pp 84.
- Leyva G.A. 1998. Avances en el cultivo comercial de lobina Micropterus salmoides. Panorama Acuícola. Segundo Simposium Internacional de Acuicultura. Mazatlán, Sinaloa, México. Vol 3. pp 2.
- Lock, J.T. 1989. Large mouth bass, biology and life history. Southern Regional Aquaculture Center. The Alabama Cooperative Extension Service. Auburn University Publication No. 200. U.S.A. pp.2

-
- Luchetti, G.L. y G.A. Gray. 1988. Water reuse systems: a review of principal components. Progressive Fish-Culturist.
- Masser, M. 1989. Cage Culture, site selection and water quality. Southern Regional Aquaculture Center. The Alabama Cooperative Extension Service, Auburn University. Alabama. Publication No. 161.U.S.A. pp 4.
- Masser, M.P., Rokocy J. y Losordo T.M. 1992. Recirculating Aquaculture Tank Production Systems. Management of Recirculating Systems. North Carolina State University College Of Agriculture & Life Sciences. Southern Regional Aquaculture Center. Publication No. 452. North Carolina. pp 1-11.
- McCraren, J.P., 1975. Feeding young bass. Farm Pond Harvest, 9(3): 10-12.
- Muir, J.F y Roberts, R.J. 1981. Recirculated Water Systems in Acuaculture. Advances in Aquaculture. Circom Belk. Westview Press. Colorado. pp 453.
- Piper, G.R., B.I. Mcelwain, E.L. Orme P.J., McCraren, G.L. Fowler y R.J. Leonard. 1982. Fish hatchery management. Unated Satetes Departament of the Interior Fish and Wildlife Services. Washinton, D.C. pp 517.
- Reid, B. and Arnold, C.R. 1992. The intensive culture of the *Penaeid shrimp Penaeus vannamei* Boone in a recirculatin graceway system. Journal of World Aquaculture Society. Vol. 23. No. 2. U.S. pp. 146-153.
- Ricker, W.E. 1975. Computation and Interpretation of Biological Statistics of Fish Populations. Fisheries Research Board, Canada Bulletin. pp 191.

- Rosentall, S. 1981. Recirculation systems in Western Europe; World symp. on aquaculture in hested effluents and recirculation systems. Vol 2. Berlin, pp. 305-315.
- SEPESCA. 1987. Manual técnico para el aprovechamiento de experiencias silvestres. Primera edición. México D.F. pp 111-130.
- SHARH Subsecretaria de Planeación. 1879. Manual de Curso, Análisis de aguas y aguas de desecho. Dirección General de Protección y Ordenación Ecológica. Vol. 2. Tercera edición. México D.F. pp 217-462.
- Snow J.R. and Maxwell, J.I. 1970. Oregon moist pellet as a production ration for large mounth bass. Prog. Fish-cult., 25: 101-102.
- Snow, J.R. 1968. Production of six to eight-inch large mounth bass for special purposes. Prog. Fish-Cult., 30: 144-152.
- Snow, J.R. 1971. Four years of feeding Oregon moist pellet as a production ration for largemouth bass. In: Proceedings of North Central Warmwater Fish Culture-Management Workshop. 21-22 January. Ames. IA. pp 195-198.
- Spotte, S.H. 1970 Fish and invertebrate culture. Water management in closed systems. John Willey & Sons, Inc. U.S.A. pp 145.
- Stickney, R.R. 1979. Principles of Warmwater Aquaculture. JOHN WILEY & SONS. Seattle, Washington, D.C. pp. 359.
- Stickney, R.R. 1986. Culture of Nonsalmonid Freshwater Fishes. CRC Press. Washington, D.C. pp. 12-14.

- Swingle, H.S. 1969. Management of farm fish ponds. Alabama Agricultural Experiment Station Bulletin 254. pp 30.
- Tidwell J.H, Webster C.D y Coyle S.D. 1996. Effects of dietary protein level on second year growth and water quality for largemouth bass *Micropterus salmoides* raised in ponds. Aquaculture. Elsevier. Frankfurt. pp 213 – 221.
- Timmons M.B and T.M Losordo (1994). Aquaculture water reuse systems: engineering, design and management. Developments in Fisheries Sciences 27. Elsevier Scientific Publishing Company. Amsterdam, The Netherlands. pp. 6-11
- Tseng K.F, Su H.M, Su M.S. 1998. Culture of *Penaeus monodon* in a recirculating system. Aquacultural Engineering. Taiwan Fisheries Research Institute. Taiwan. pp 138-147.
- Wheaton, F.W. 1982. Acuicultura, diseño y construcción de sistemas. AGT editor, S.A. México D.F. pp 461-595.
- Wickins, J.F 1985. Ammonia production and oxidation during the culture of marine prawn and lobster in laboratory recirculation systems. Aquacultural Engennering. No. 4. U.S. pp. 155-174.
- Williamson, J.H. and Carmichael, G.J. 1990. An aquacultural evaluation of Florida, northern and hybrid largemouth bass, *Micropterus salmoides*. Aquaculture. pp 85: 247-257.
- Winkler, M.A. 1999. Tratamiento biológico de aguas de desecho. LIMUSA. México. pp 35-38.

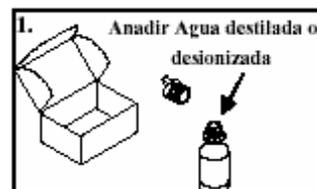
Wickstrom, G. 1995. Largemouth Bass Fact Sheet was Funded by the South Dakota Department of Game, Fish and Parks, Division Of Wildlife. (Ver <http://lupus.northern.edu:90/natsource/FISH/larger1.htm>).

ANEXO

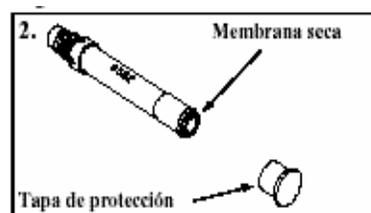
USO DEL MULTISENSOR YSI 6820

INSTALACIÓN DE LA MEMBRANA DE OXIGENO DISUELTO

1. Abrir el juego de membranas y preparar el electrólito. Disolver el cloruro potásico (KCl) llenando el cuentagotas hasta el cuello con agua desionizada o destilada y agitándolo hasta que los sólidos se hayan disuelto completamente. Una vez disuelto el cloruro potásico, esperar unos minutos hasta que desaparezcan las burbujas de la solución.



2. Retirar la tapa de protección y la membrana seca del cabezal medidor de oxígeno disuelto YSI 6562.



3. Sujetar el cabezal medidor en posición vertical y aplicar unas cuantas gotas de la solución de cloruro potásico a la punta. La solución debe llenar completamente el pequeño hueco alrededor de los electrodos y formar un menisco en la punta del sensor. Comprobar que no haya burbujas de aire pegadas a la superficie frontal del sensor. Si fuese necesario, tire el electrólito y vuelva a comenzar.

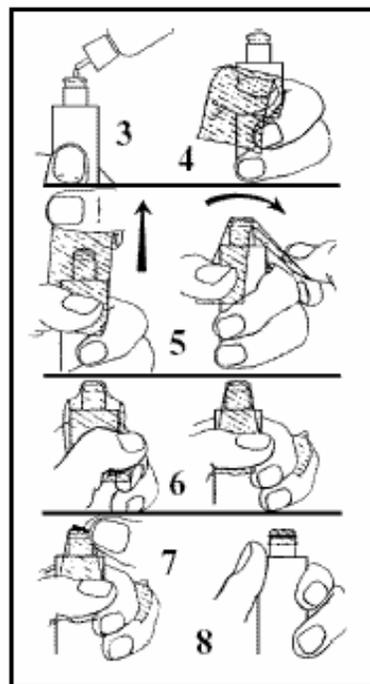
4. Sujetar firmemente una membrana entre su pulgar izquierdo y el cuerpo del cabezal medidor. Manipular la membrana con cuidado, tocándola sólo en los extremos.

5. Con el pulgar y el dedo índice de la mano derecha, tomar la otra punta de la membrana. Con un movimiento continuo, suavemente estirar hacia arriba, sobre el sensor y luego hacia abajo. La membrana deberá amoldarse a la superficie del sensor.

6. Sujetar el extremo de la membrana con el dedo índice de la mano izquierda.

7. Deslizar el anillo plástico sobre el extremo del cabezal medidor, teniendo cuidado de no tocar la superficie de la membrana con los dedos. No deben quedar arrugas ni burbujas atrapadas. Las pequeñas arrugas pueden removerse estirando ligeramente los bordes de la membrana. Si hay burbujas, retire la membrana y repita los pasos 3-8.

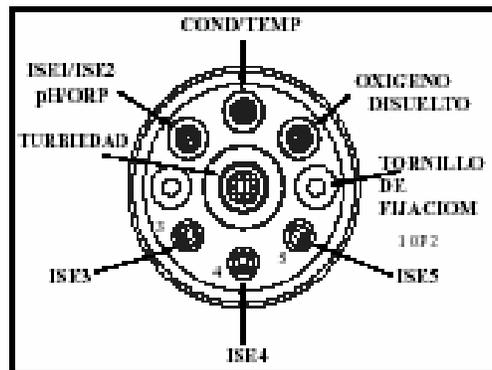
8. Cortar el exceso de membrana con una cuchilla o tijeras afiladas. Limpie cualquier exceso de solución de KCl, pero tenga cuidado de que no entre agua en el conector.



INSTALACION DE LOS CABEZALES MEDIDORES

MÓDULO DIVISOR YSI 6820

- Cabezal medidor de oxígeno disuelto 6562 = conector de 3 clavijas
- Conductividad/Temperatura 6560 = conector de 6 clavijas
- Cabezal medidor de pH 6561 = conector de 4 clavijas
- Cabezal medidor combinado de pH y ORP 6565 = conector de 4 clavijas
- Cabezal medidor de cloruro 6882 = conector de resorte de lámina
- Cabezal medidor de amonio 6883 = conector de resorte de lámina
- Cabezal medidor de nitrato 6884 = conector de resorte resorte de lámina
- Cabezal medidor de nitrato 6884 = conector de resorte de lámina
- Cabezal medidor de turbiedad 6036, sin barrido = conector de 8 clavijas
- Cabezal medidor de turbiedad 6026, con barrido = conector de 8 clavijas



EXTRACCIÓN DE LOS TAPONES DE LOS PUERTOS

Con las herramientas de instalación de cabezales medidores incluidas en el juego de mantenimiento YSI 6820, retire los tapones de los puertos y investigue cuáles son los puertos que corresponden a los cabezales medidores a instalar. En la sonda YSI 6820, los cabezales medidores de cloruro, amonio y nitrato pueden instalarse en los puertos ISE3, ISE3, ISE4 o ISE5, sin importar el orden. Guardar los tapones de los puertos para un posible uso futuro.

ALIMENTACIÓN ELÉCTRICA PARA CALIBRACIÓN EN LABORATORIO

Para la instalación y calibración en laboratorio de sondas YSI 6920 y 600XLM interconectadas a un ordenador, la fuente de alimentación YSI 6038 (110 V CA) o 6037 (220 V CA) resulta práctica y ahorra batería. Mientras las sondas YSI 600R, 600XL y 6820 estén conectadas a un ordenador, es necesario utilizar una fuente de alimentación YSI 6038 ó 6037 durante la instalación y calibración en laboratorio. La mayoría de los adaptadores incluyen un cable flexible de conexión, de corta longitud, que se enchufa a la fuente de alimentación. Después de conectar el conector de cuatro clavijas de la fuente de alimentación al cable flexible de conexión, sólo tiene que enchufar la fuente de alimentación en el enchufe de red adecuado.

La configuración óptima del sistema para la instalación inicial es con la sonda conectada a un ordenador de laboratorio.

SOFTWARE DE LA SONDA

Hay dos conjuntos de software funcionando dentro de la configuración de la sonda. Uno reside en su PC y se denomina PC6000 o EcoWatch para Windows. El otro conjunto de software esta en la propia sonda. Cuando usted selecciona la opción **Sonde** en los menús de PC6000 o EcoWatch para Windows, el software con base en el PC inicia la comunicación directa con el software con base en la sonda a través de un estándar de terminal VT100. Las sondas 600XLM y 6920 tienen el mismo menú principal, y lo mismo sucede con las sondas 600R, 600XL y 6820. Tenga en cuenta que si no tiene una sonda 600XLM o 6920, algunos de estas opciones de menú pueden no aplicarse.

1. En PC6000, utilice las teclas de flecha para resaltar y seleccionar la opción **Sonde** del menú.

2. Presione **Enter**. Aparecerá un mensaje indicando que se ha establecido conexión con la sonda, seguido de un signo #.
3. Después del signo #, escriba “**menu**”. Aparecerá el menú principal de la sonda.

Si la sonda ya ha sido utilizada, al establecerse la comunicación puede aparecer directamente el menú principal (en lugar del signo #). En este caso proceda sencillamente como se indica a continuación. No será necesario escribir “**menu**”.

En EcoWatch para Windows, haga clic en el icono Sonde y siga las instrucciones, o en el menú Comm, seleccione el puerto de comunicación adecuado y luego presione **Enter**. Si no puede establecer conexión con la sonda, asegúrese de que el cable esté correctamente conectado. Si está utilizando alimentación externa, compruebe que la fuente de alimentación YSI 6038 o las fuentes empleadas estén funcionando correctamente. Vuelva a comprobar la configuración del puerto de comunicaciones y de los otros parámetros del programa.

El software de la sonda está dirigido por menús. Las funciones se seleccionan escribiendo los números correspondientes a las mismas. No necesita presionar **Enter** después de seleccionar una opción. Escriba **0** o presione la tecla **Esc** para regresar al menú anterior. Menú principal de las sondas 600XL y 6820

```
-----Main-----
1-Run           4-Report
2-Calibrate    5-Sensor
3-System       6-Advanced
Select option (0 for previous menu): 1
```

EJECUTAR

Seleccione la opción **1-Run** del menú principal para comenzar a tomar lecturas o para establecer y verificar los parámetros requeridos para un estudio. El menú **Run** contiene dos opciones, como se muestra en el siguiente cuadro.

```

-----Run setup-----
1-Start sampling 2-Sample interval=4
Select option (0 for previous menu):

```

Seleccione la opción **2-Sample Interval** para escribir un número que represente el número de segundos transcurrido entre muestras. El intervalo máximo entre muestras es de 32767 segundos (9+ horas). El intervalo entre muestras por defecto, según el ajuste de fábrica, es de 4 segundos y es el que mejor funciona para la mayoría de las aplicaciones de muestreo discreto. El intervalo más corto posible entre muestras para obtener nuevas lecturas de DO es 4 segundos. Si se selecciona un intervalo más pequeño, las lecturas de DO permanecen constantes durante el número de muestras necesarias para llenar los 4 segundos.

Después de introducir el intervalo de muestreo óptimo para su estudio, presione **Enter**. Seleccione **1-Start sampling** en el menú **Run**. Aparecerán inmediatamente líneas de datos para los parámetros seleccionados. Los parámetros que se muestran son los valores por defecto para el instrumento. Un ejemplo de los datos recolectados se muestra más abajo. Con un intervalo de 4 segundos, estos datos representan unos 16 segundos de muestreo. Para detener el muestreo, presione **Esc**.

```

=====
Temp  Sal  DOsat  DO  Depth  pH  NH4+  N  NO3-  N  Turbid
C    ppt  %  mg/L  feet    mg/L  mg/L  NTU
-----
23.54  0.00  96.5  8.20  1.001  5.20  0.853  0.522  0.3
23.53  0.00  96.5  8.20  1.001  5.20  0.856  0.520  0.3
23.53  0.00  96.5  8.20  1.000  5.20  0.854  0.521  0.3
23.53  0.00  96.5  8.20  1.000  5.19  0.852  0.522  0.3

```

CALIBRACIÓN

SALUD Y SEGURIDAD

ADVERTENCIA: Los reactivos utilizados para calibrar este instrumento pueden ser nocivos para la salud. Tómese un momento para revisar la información sobre salud y seguridad contenida en el apéndice de este manual. Algunas soluciones patrones de calibración pueden requerir una manipulación especial.

RECIPIENTES NECESARIOS PARA CALIBRAR UNA SONDA

La cápsula de calibración incluida con su sonda sirve como cámara de calibración para todas las calibraciones excepto para la de turbiedad. Para la calibración de turbiedad se proporciona un recipiente de plástico transparente de boca ancha. Es necesario que usted observe la calibración de turbiedad para asegurar que no haya burbujas de aire atrapadas cerca de los elementos ópticos y que los patrones sean homogéneos. Si está utilizando el cabezal medidor de turbiedad “con barrido” 6026, deberá verificar visualmente el correcto movimiento del mecanismo de la escobilla. La turbiedad debe calibrarse con la cubierta protectora de los cabezales medidores colocada en la sonda.

En lugar de la cápsula de calibración, puede utilizar instrumental de vidrio de laboratorio para realizar las calibraciones. Si no utiliza una cápsula de calibración que haya sido diseñada para la sonda, se aconseja lo siguiente:

- Realizar todas las calibraciones con la cubierta protectora instalada. Esto protege a los cabezales medidores frente a cualquier daño físico.
- Utilizar un soporte anular y una abrazadera para fijar el cuerpo de la sonda con el fin de evitar que ésta se ruede. El instrumental de vidrio de laboratorio tiene a menudo fondos convexos.
- Asegúrese de que todos los sensores estén inmersos en las soluciones de calibración. Muchas de las calibraciones incluyen lecturas de otros

cabezales medidores (por ejemplo el cabezal medidor de temperatura). El orificio de ventilación superior del sensor de conductividad también debe estar inmerso durante las calibraciones.

SUGERENCIAS PARA REALIZAR BUENAS CALIBRACIONES

1. Si se utiliza la cápsula de calibración para calibrar el oxígeno disuelto (DO), asegúrese de aflojar la junta hermética para permitir que la presión se equilibre antes de la calibración. La calibración de DO es una calibración de aire higosaturado.
2. La clave para una calibración satisfactoria es asegurar que los sensores estén completamente sumergidos en el momento de tomarse los valores de calibración. Al realizar las calibraciones, utilice los volúmenes recomendados.
3. Para obtener la máxima precisión, utilice una pequeña cantidad de solución de calibración que haya sido previamente utilizada para aclarar la sonda. Es aconsejable guardar los anteriores patrones de calibración para este propósito.
4. Llenar una cubeta con agua a temperatura ambiente para aclarar la sonda cada vez que cambie la solución de calibración.
5. Tener a la mano varias toallitas absorbentes de papel o paños de algodón limpios para secar la sonda entre aclarados y soluciones de calibración.
6. Sacuda el exceso de agua del aclarado de la sonda, especialmente si la cubierta protectora está instalada. Seque la superficie exterior de la sonda y la cubierta protectora. Asegurando que la sonda está seca, se logra reducir la contaminación arrastrada por las soluciones de calibración y se aumenta la precisión de la calibración.

7. No necesita retirar la cubierta protectora para aclarar y secar los cabezales medidores cada vez que cambie la solución de calibración.

8. Asegurarse de que haya tapones colocados en todos los puertos donde no haya cabezales medidores instalados. Es extremadamente importante mantener estos conectores eléctricos secos.

VOLUMENES RECOMENDADOS PARA LA CÁPSULA DE CALIBRACIÓN

Siga estas instrucciones para utilizar la cápsula de calibración en los procedimientos de calibración:

- Asegúrese de que haya una junta instalada en la ranura correspondiente de la tapa inferior de la cápsula de calibración. **Nota:** No apriete en exceso ya que esto podría causar daño a las partes roscadas de la tapa inferior y del tubo.
- Retire la cubierta protectora si está instalada.
- Retire la junta de la sonda si está instalada.
- Inspeccione la junta instalada en la sonda para ver si presenta defectos obvios; si es necesario, reemplácela por la junta extra suministrada.
- Enrosque la unidad de la cápsula en el extremo roscado de la sonda y apriétela firmemente.
- La calibración de la sonda puede realizarse con la sonda en posición vertical, ya sea derecha o invertida. Se requiere un soporte y una abrazadera independientes, tales como un soporte recto, para sujetar la sonda en la posición invertida.
- Para la calibración, siga el procedimiento descrito a continuación, **Procedimientos de calibración**. Los volúmenes aproximados de reactivos se especifican a continuación tanto para la orientación derecha como invertida.

Al utilizar la cápsula de transporte y calibración para la calibración del oxígeno disuelto, asegúrese de que el vaso esté abierto a la atmósfera aflojando la tapa inferior o la unidad de la cápsula, dependiendo de la orientación, y de que en la cápsula haya aproximadamente 1/8 de pulgada de agua.

Tabla de las cantidades recomendadas para la calibración

Sondas 6920 y 6920	Posición derecha	Posición invertida
Conductividad	200 ml	200 ml
pH/ORP	100 ml	250 ml
ISE	125 ml	275 ml
Turbiedad	25 ml	N/A

PROCEDIMIENTOS DE CALIBRACIÓN

Todos los sensores de la sonda (excepto el de temperatura) requieren ser calibrados

periódicamente para asegurar un alto rendimiento. Sin embargo, los protocolos de calibración para el oxígeno disuelto son significativamente diferentes, dependiendo de si la sonda se está configurando para un muestreo específico o para estudios de monitorización no supervisados a más largo plazo. Esta diferencia puede seleccionarla el usuario y se requiere principalmente porque, a menos que el control de este sensor varíe de las aplicaciones de corto plazo a las de largo plazo, no podrá obtenerse el rendimiento óptimo del sensor de oxígeno disuelto de pulso rápido.

Para asegurar resultados más precisos, puede aclarar la cápsula de calibración con agua y luego con una pequeña cantidad de solución de calibración para el sensor que va a calibrar. Tire la solución de aclarado y añada solución de calibración limpia. Utilice las tabla de las cantidades recomendadas para la calibración y utilice la cantidad correcta de solución de calibración.

1. Sumerja con cuidado los cabezales medidores en la solución y gire la cápsula de calibración varias roscas. Se recomienda sujetar la sonda con un soporte y una abrazadera para evitar que se ruede.
2. Con un cable conectando la sonda a un PC, sujete la sonda en posición vertical derecha utilizando el soporte y la abrazadera. Acceda a PC6000 o EcoWatch para Windows y vaya al menú principal. En el menú principal **Sonde**, seleccione la opción **2-Calibrate**.

```
-----Calibrate-----  
1-Conductivity      5-ISE2 ORP  
2-Dissolved Oxy    6-ISE3 NH4+  
3-Pressure-Abs     7-ISE4 NO3-  
4-ISE1 pH          8-Turbidity  
  
Select option (0 for previous menu):
```

3. Para seleccionar cualquiera de los parámetros del menú **Calibrate**, introduzca el número que figura junto al mismo y presione **Enter**. En algunos casos, al elegir un parámetro, aparecerá junto al mismo un número entre paréntesis. Éste es el valor por defecto y, si presiona **Enter** sin introducir ningún otro valor, será el que se utilice durante la calibración. Si no aparece ningún valor por defecto, tendrá que escribir un valor numérico y presionar **Enter**.
4. Después de introducir el valor de calibración o aceptar el valor por defecto, presione **Enter**. En la pantalla aparecerá un cuadro en tiempo real. Observe la estabilización de las lecturas del parámetro que se está calibrando. Cuando las lecturas permanezcan estables durante 30 segundos aproximadamente, presione **Enter** para aceptar la calibración. El valor calibrado aparecerá en negrita en la pantalla.
5. Presione **Enter** para regresar al menú **Calibrate** y proceda a la siguiente calibración.

NOTA: Si aparece un mensaje de ERROR, vuelva a comenzar el procedimiento de calibración.

```

=====
Temp SpCond Sal DOsat DO Depth pH NH4+ N NO3- N Turbid
C mS/cm ppt % mg/L feet mg/L mg/L NTU
=====
To calibrate, press <Enter> when the readings are stable.
23.52 7.496 4.13 98.4 8.36 0.310 7.15 11.03 0.000 0.9

```

La temperatura no requiere calibración por lo que no se incluye en el menú **Calibrate**. La calibración del ORP sólo se requiere de vez en cuando.

CONDUCTIVIDAD

Este procedimiento permite calibrar la conductividad, la conductancia específica, la salinidad y la cantidad total de sólidos disueltos.

Coloque aproximadamente la cantidad correcta (utilizando las tabla de la cantidad de solución para calibrar) de patrón de conductividad en una cápsula de calibración limpia, seca o previamente aclarada.

El patrón de conductividad seleccionado debe estar en el mismo intervalo de conductividad que el agua que desea estudiar. No obstante, no se recomienda utilizar patrones menores que 1 mS/cm. Por ejemplo:

- Para agua limpia, utilice un patrón de conductividad de 1 mS/cm.
- Para agua salobre, utilice un patrón de conductividad de 10 mS/cm.
- Para agua de mar, utilice un patrón de conductividad de 50 mS/cm.
-

Precaución: Antes de proceder con la calibración, asegúrese de que el sensor esté tan seco como sea posible. Lo ideal es aclarar el sensor de conductividad con una pequeña cantidad de patrón que pueda ser tirado. Asegúrese de evitar la

contaminación cruzada de soluciones patrones con otras soluciones. Compruebe que no haya depósitos de sal (si es el caso) alrededor de los cabezales medidores de oxígeno y pH/ORP, especialmente si está empleando patrones de baja conductividad.

Sumerja con cuidado el extremo del cabezal medidor en la solución. Gire suavemente y/o mueva la sonda arriba y abajo para eliminar las burbujas que pueda haber en la célula de conductividad. El cabezal medidor debe estar completamente sumergido hasta por encima del orificio de ventilación. Los volúmenes recomendados en la tabla anterior aseguran que el orificio de ventilación quede cubierto.

Espere por lo menos un minuto a que la temperatura se equilibre antes de proseguir. En el menú **Calibrate**, seleccione la opción **1-Conductivity** para acceder al procedimiento de calibración de la conductividad y la opción **1-SpCond** para acceder al procedimiento de calibración de la conductancia específica. Introduzca el valor de calibración del patrón que esté utilizando (mS/cm a 25 °C) y presione **Enter**. Los valores actuales de todos los sensores activados aparecerán en la pantalla y cambiarán con el tiempo hasta estabilizarse.

Observe las lecturas bajo **Specific Conductance** o **Conductivity** y cuando no muestren cambios significativos durante aproximadamente 30 segundos, presione **Enter**. La pantalla indicará que la calibración ha sido aceptada y le indicará que vuelva a presionar **Enter** para regresar al menú **Calibrate**. Aclare la sonda con agua corriente o purificada y séquela.

pH

Al seleccionar el número **4 – ISE1-pH**, se le dará la opción de elegir entre calibraciones de 1, 2 ó 3 puntos.

Seleccione la opción **1-point** si está ajustando una calibración anterior. Si anteriormente se ha realizado una calibración de 2 ó 3 puntos, puede ajustar la calibración llevando a cabo una calibración de un punto. Sumerja la sonda en un amortiguador de pH conocido y presione **Enter**. Se le pedirá que introduzca el pH de la solución. Vuelva a presionar **Enter**. La pantalla mostrará lecturas en tiempo real que le permitirán determinar si las lecturas del pH y de la temperatura se han estabilizado. Presionando **Enter**, confirmará la calibración. A continuación, siga las instrucciones y presione **Enter** para regresar al menú **Calibrate**. Este procedimiento de calibración ajusta solamente la desviación en el pH y deja inalteradas las pendientes previamente determinadas.

Seleccione la opción **2-point** para calibrar el cabezal medidor de pH utilizando sólo dos patrones de calibración. En este procedimiento, el sensor de pH está calibrado con un amortiguador de pH 7 y un amortiguador adicional. Un procedimiento de calibración de dos puntos (en contraposición al de 3 puntos) puede ahorrar tiempo si se sabe si el pH del medio que se está monitorizando es básico o ácido. Por ejemplo, si se sabe que el pH de un embalse varía entre 5.5 y 7, una calibración de dos puntos con amortiguadores de pH 7 y pH 4 es suficiente. La calibración de tres puntos con un amortiguador adicional de pH 10 no aumentará la precisión de esta medida, ya que el pH no está dentro de este intervalo superior.

Para iniciar la calibración, sumerja la sonda en uno de los amortiguadores e introduzca el valor de pH real. Presione **Enter**. La pantalla mostrará lecturas en tiempo real que le permitirán determinar si las lecturas del pH y de la temperatura se han estabilizado. Presionando **Enter**, confirmará la calibración. Siguiendo las instrucciones de la pantalla, coloque la sonda en el segundo amortiguador de pH, introduzca el valor del pH, presione **Enter** y observe la estabilización de los valores en la pantalla en tiempo real. Una vez estabilizadas las lecturas, presione **Enter** para confirmar la calibración. Luego, siguiendo las instrucciones, vuelva a presionar **Enter** para regresar al menú **Calibrate**.

Seleccione la opción **3-point** para calibrar el cabezal medidor de pH utilizando tres soluciones de calibración. En este procedimiento, el sensor de pH está calibrado con un amortiguador de pH 7 y dos amortiguadores adicionales. El método de calibración de 3 puntos asegura la máxima precisión cuando el pH del medio a monitorizar no puede ser anticipado. El procedimiento de calibración en este caso es el mismo que el de la calibración de 2 puntos, si bien el programa le pedirá que seleccione un tercer amortiguador de pH para completar el procedimiento de 3 puntos.

ORP

Seleccione la opción **5 - ISE2-ORP** para calibrar el sensor de ORP. Sumerja la sonda en una solución con un valor conocido del potencial de oxidación-reducción (recomendamos una solución de Zobell) y presione **Enter**. Se le pedirá que introduzca el valor del ORP de la solución. Presione **Enter** y monitorice la estabilización de las lecturas de temperatura y ORP. Una vez transcurridos 30 segundos aproximadamente sin que se produzcan cambios, presione **Enter** para confirmar la calibración. Luego, siguiendo las instrucciones, vuelva a presionar **Enter** para regresar al menú **Calibrate**.

AMONIO (NH_4^+), CLORURO Cl^- y NITRATO (NO_3^-)

ADVERTENCIA: los sensores de amonio y nitrato solo pueden utilizarse a profundidades de **menos de 15 metros**. El uso de estos sensores a profundidades mayores puede producir daños irreversibles a la membrana del sensor.

Los procedimientos de calibración para el amonio, cloruro y nitrato son parecidos al del pH excepto en lo referente a los reactivos de las soluciones de calibración. Los valores sugeridos para los calibradores son 1 y 100 mg/L de amonio-nitrógeno (NH_4) o de nitrato-nitrógeno (NO_3), o bien 10 y 1000 mg/L de cloruro (Cl).

Para el amonio y el nitrato, coloque una parte de 350 ml (o 300 ml) de calibrador de 100 mg/L y dos partes de 350 ml (o 300 ml) de calibrador de 1 mg/L en una cápsula de calibración limpia, seca o previamente aclarada. La solución de 100 mg/L y una de las soluciones de 1 mg/L deben estar a temperatura ambiente. La otra solución de 1 mg/L debe enfriarse a menos de 10 °C antes de iniciar el procedimiento.

Para el cloruro, ponga 350 ml (o 300 ml) del patrón de 100 mg/L en una cápsula de calibración limpia, seca o previamente aclarada. Sumerja con cuidado el extremo del cabezal medidor en la solución. Espere por lo menos 1 minuto a que la temperatura se equilibre antes de proseguir.

Seleccione la opción **6-Ammonium**, **7-Nitrate** o el número **8- Chloride** para acceder a las opciones de calibración adecuadas. Luego seleccione el número **3-3-Point**. Presione **Enter** e introduzca el valor de la concentración del patrón según se requiere (100 mg/L en este ejemplo).

Presione **Enter** y los valores actuales de todos los sensores activados aparecerán en la pantalla y cambiarán con el tiempo a medida que se estabilizan en la solución. Observe las lecturas bajo NH_4^+ o NO_3^- (o Cl^-). Cuando no muestren ningún cambio significativo durante 30 segundos aproximadamente, presione **Enter**.

Una vez completado el primer punto de calibración, siga las indicaciones de la pantalla para continuar. Aclare la sonda en agua y séquela antes del paso siguiente.

Ponga 350 ml (o 300 ml) de patrón de 1 mg/L (10 mg/L para el cloruro) en una cápsula de calibración limpia, seca o previamente aclarada. Sumerja con cuidado el extremo del cabezal medidor en la solución. Espere por lo menos 1 minuto a que la temperatura se equilibre antes de proseguir.

Presione **Enter** e introduzca el valor de la concentración del patrón según se requiere. Presione **Enter** y los valores actuales de todos los sensores activados aparecerán en la pantalla y cambiarán con el tiempo a medida que se estabilizan en la solución. Observe las lecturas bajo NH_4^+ o NO_3^- (o Cl^-). Cuando no muestren ningún cambio significativo durante 30 segundos aproximadamente, presione **Enter**.

Una vez completada la calibración del segundo valor, presione **Enter** para continuar.

Ponga 350 ml (o 300 ml) del patrón de 1 mg/L (o 10mg/L for Cl^-) enfriado en una cápsula de calibración limpia, seca o previamente aclarada. Sumerja con cuidado el extremo del cabezal medidor en la solución. Espere por lo menos 1 minuto a que la temperatura se equilibre antes de seguir.

Presione **Enter** e introduzca el valor de la concentración del patrón según se requiere (1 mg/L en este ejemplo). Presione **Enter** y los valores actuales de todos los sensores activados aparecerán en la pantalla y cambiarán con el tiempo a medida que se estabilizan en la solución. Observe las lecturas bajo NH_4^+ o NO_3^- (o Cl^-).

Cuando no muestren ningún cambio significativo durante 30 segundos aproximadamente, presione **Enter**. Una vez completada la calibración del tercer valor, presione **Enter** para regresar al menú **Calibrate**. Aclare y seque a fondo la cápsula de calibración para su uso futuro.

SUGERENCIA PARA LA CALIBRACIÓN: CÓMO EVITAR LA DESVIACIÓN DURANTE LA CALIBRACIÓN DE LOS CABEZALES MEDIDORES DE NH_4^+ o NO_3^- (o Cl^-) DESPUÉS DE LA CALIBRACIÓN DEL pH.

La exposición al contenido altamente iónico de los amortiguadores de pH puede provocar una deriva significativa, aunque temporal, en estos cabezales medidores

ISE (amonio, nitrato y cloruro). Por tanto, al calibrar el cabezal medidor de pH, recomendamos que utilice uno de los siguientes métodos para minimizar los errores en las lecturas posteriores:

- Calibrar primero el pH sumergiendo todos los cabezales medidores en los amortiguadores de pH. Después de calibrar el pH, coloque los cabezales medidores en patrones de nitrato o amonio de 100 mg/L (1000 mg/L en el caso del cloruro) y monitorice la lectura. Normalmente, la lectura comienza en un valor bajo y puede tardar hasta 30 minutos en alcanzar un valor estable. Cuando se estabilice, proceda con la calibración.
- Al calibrar el pH, retire la cubierta protectora y sumerja sólo los cabezales medidores de temperatura y pH en los amortiguadores. Ahora puede calibrar inmediatamente el nitrato, amonio o cloruro. Esto será imposible si hay instalado un cabezal medidor de turbiedad.

TURBIEDAD

Al seleccionar el número **9 – Turbidity**, se le dará la opción de elegir entre calibraciones de 1, 2 ó 3 puntos para su sensor de turbiedad.

La opción **1-point** se utiliza normalmente para poner a cero el cabezal medidor de turbiedad en el patrón 0 NTU. Ponga la sonda en agua limpia sin partículas sólidas en suspensión, e introduzca 0 NTU en el indicador de acción de la pantalla. Presione **Enter** y la pantalla mostrará lecturas en tiempo real que le permitirán determinar el momento en que se estabilicen las lecturas de turbiedad.

Una vez estabilizadas las lecturas, presione **Enter** para confirmar la calibración y la puesta a cero del sensor. Luego, siguiendo las instrucciones, presione cualquier tecla para regresar al menú **Calibrate**. La opción **1-point** puede utilizarse también para ajustar la desviación del sistema de turbiedad a cualquier otro valor dentro del intervalo 0-1000 NTU del sensor mientras se mantienen las pendientes de las

rutinas de calibración de 2 ó 3 puntos anteriores. Por ejemplo, si se desea, el sensor podría sumergirse en un patrón 20 NTU, este valor podría introducirse (en lugar del cero) en el indicador de petición de la pantalla, y luego podría confirmarse la calibración para ajustar la desviación. El punto clave a tener presente con respecto a la calibración de 1 punto es que este procedimiento sólo debe utilizarse para actualizar una calibración de 2 ó 3 puntos anterior.

Seleccione la opción **2-point** para calibrar el cabezal medidor de turbiedad utilizando sólo dos patrones de calibración. En este caso, uno de los patrones tiene que ser agua limpia (0 NTU) y el otro debe estar en el intervalo de turbiedad conocida para el agua que se va a monitorizar. Por ejemplo, si se sabe que el agua que se va a evaluar tiene una turbiedad baja, una selección adecuada de patrones podría ser 0 y 10 NTU. Sin embargo, en mediciones para usos generales, una selección adecuada de patrones es normalmente 0 y 100 NTU.

Para iniciar la calibración, sumerja la sonda en el patrón 0 NTU, según lo indicado, y presione **Enter**. Es obligatorio calibrar primero el patrón 0 NTU. La pantalla mostrará lecturas en tiempo real que le permitirán determinar el momento en que se estabilicen las lecturas. Presione **Enter** para confirmar esta primera calibración. Siguiendo las instrucciones de la pantalla, ponga la sonda en el segundo patrón de turbiedad, introduzca el valor correcto de la turbiedad en NTU, presione **Enter** y observe la estabilización de los valores en la pantalla en tiempo real. Una vez estabilizadas las lecturas, presione **Enter** para confirmar la calibración. Luego, tal como se indica, presione cualquier tecla para regresar el menú **Calibrate**.

Seleccione la opción **3-point** para obtener una precisión máxima en todo el intervalo de 0 a 1000 NTU. Al igual que el procedimiento de 2 puntos, uno de los patrones tiene que ser 0 NTU. Dadas las características de linealidad de los sensores, se recomienda que los valores de turbiedad de los otros dos patrones sean 10 y 100 NTU. No obstante, el usuario puede seleccionar cualquier valor que se considere adecuado. El procedimiento para esta calibración es el mismo que

para una calibración de 2 puntos, si bien el programa le pedirá que ponga la sonda en una solución adicional para completar el procedimiento de 3 puntos.

Para todos los procedimientos de calibración de la turbiedad, asegúrese de que el patrón y el sensor estén térmicamente equilibrados antes de proceder con la calibración. Recuerde que todas las calibraciones de turbiedad multipuntuales deben realizarse en orden de menor a mayor a partir de 0 NTU. En el ejemplo de 3 puntos, comience con 0 NTU, siga con 10 NTU y termine con 100 NTU.

RECOMENDACIONES PARA EL ALMACENAMIENTO DE LOS SENSORES Y SONDAS

En las descripciones e instrucciones que siguen, se supone que el usuario ha conservado los recipientes (botellas, soportes, etc) en que venían guardados los sensores individuales a la entrega del equipo. Si estos recipientes se han extraviado, pueden ser reemplazados llamando al Servicio al Cliente de YSI. Alternativamente, el usuario puede tener a mano equipo de almacenamiento parecido (e igualmente aceptable), aun cuando no se trate del incluido en el embalaje original de YSI. Debe utilizarse el sentido común a la hora de sustituir estos recipientes.

MANTENIMIENTO Y CUIDADO DE LA SONDA

RECOMENDACIONES PARA EL ALMACENAMIENTO PROVISIONAL DE LA SONDA

El procedimiento de almacenamiento provisional o a corto plazo es muy sencillo e idéntico para todas las sondas, modelo 600, 600XL, 600XLM, 6820 y 6920.

Independientemente de los sensores que estén instalados en el instrumento, es importante mantenerlos húmedos sin sumergirlos realmente en ningún líquido, lo

cual podría acortar su vida útil. Por ejemplo, la unión de referencia para un sensor de pH debe mantenerse húmeda para minimizar su tiempo de respuesta durante su uso, pero una inmersión continua en agua pura puede comprometer la función del sensor de vidrio o producir la lixiviación a largo plazo de la unión de referencia.

Se recomienda que el almacenamiento a corto plazo de todos los instrumentos multiparamétricos se realice poniendo aproximadamente 1.5 cm de agua en la cápsula de calibración o almacenamiento incluida con el instrumento y poniendo la sonda con todos los sensores acoplados en la cápsula. El uso de una esponja húmeda en lugar de 1.5 cm de agua se acepta igualmente, siempre que su presencia no comprometa el acoplamiento de la cápsula de calibración a la sonda. La cápsula de calibración debe sellarse para prevenir la evaporación.

La clave para el almacenamiento provisional es utilizar una cantidad mínima de agua de manera que el aire en la cámara permanezca al 100 por ciento de humedad. El nivel del agua debe ser lo suficientemente bajo como para que ninguno de los sensores esté realmente inmerso. Puede utilizarse agua de cualquier tipo en este protocolo: destilada, desionizada o corriente. Si el agua de almacenamiento se pierde inadvertidamente durante los estudios de muestreo en el campo, puede utilizarse agua del medio ambiente para proporcionar la humedad.

La toma para el conector del cable en la parte superior de la sonda debe estar cubierto en todo momento. Mientras se mantiene comunicación con la sonda, debe haber un cable instalado y fijado firmemente en su lugar. Esto asegurará que haya una conexión correcta e impedirá la entrada de contaminantes y humedad.

Cuando no hay un cable de comunicación conectado al puerto de conexión del cable, el tapón de presión suministrado con el instrumento debe estar firmemente colocado en su lugar. Si ha entrado humedad en el conector, seque el conector completamente utilizando aire comprimido, un paño limpio o una toallita de papel.

Aplique un capa muy fina del lubricante incluido en el juego de mantenimiento 6570 a la junta del interior del tapón del conector antes de cada instalación.

Las sondas con cables integrales deben almacenarse con el desecante colocado en su lugar y el extremo abierto del sistema de desecación sellado. Las sondas con conectores deben almacenarse con el tapón del conector firmemente colocado en su lugar. Los cables venteados deben almacenarse con los tapones colocados, dentro de una bolsa que contenga desecante.

El almacenamiento provisional de los instrumentos multiparamétricos es sencillo. Recuerde los siguientes puntos:

- Emplee una cantidad suficiente de agua para proporcionar humedad, pero no tanta como para cubrir las superficies de los sensores.
- Asegúrese de que el recipiente de almacenamiento esté sellado para minimizar la evaporación.
- Compruebe el recipiente periódicamente para asegurarse de que todavía haya agua presente.
- Para sondas con sensores de nivel, mantenga el tubo sellado y seco.

RECOMENDACIONES GENERALES PARA EL ALMACENAMIENTO DE LAS SONDAS A LARGO PLAZO

A continuación se incluyen las recomendaciones de almacenamiento a largo plazo según el tipo de instrumento. Estas recomendaciones son válidas para sondas con configuraciones típicas de sensores.

6820, 6920

Deje los cabezales medidores de conductividad/temperatura y oxígeno disuelto en la sonda con una membrana y un electrólito en el sensor de DO. Retire todas los

demás cabezales medidores de la sonda y guárdelos de acuerdo con las instrucciones incluidas en la sección siguiente sobre sensores individuales. Cubra los puertos vacíos con los tapones provistos. Ponga aproximadamente 300 ml de agua desionizada, destilada o corriente en la cápsula de calibración, inserte la sonda en el recipiente y apriete la cápsula roscada para obtener un cierre hermético y minimizar la evaporación.

SOFTWARE PARA EL ORDENADOR

Hay dos tipos diferentes de software para el ordenador que pueden ser utilizados con los sistemas de monitorización ambiental. PC6000 acompaña a su sonda y es un sistema basado en DOS. EcoWatch para Windows puede ser utilizado con Windows 3.1 y superior.

INSTALACIÓN DEL SOFTWARE

SOFTWARE PC6000

NOTA: PC6000 no impone ningún límite al número de líneas que puede tener un informe, pero tras generar un informe, sólo pueden visualizarse las últimas 300 a 2500 líneas, dependiendo de la cantidad de RAM disponible.

Necesita una tarjeta de vídeo para utilizar la función de trazado de gráficos. Necesita un puerto RS-232 (llamado también puerto Com o puerto serie) para la comunicación entre el PC y la sonda y para capturar archivos de datos. Este puerto debe ser el Com1 o bien el Com2.

Inserte el disco del programa en la unidad de disquete. En el directorio C:\, teclee la letra de la unidad en la que se insertó el disco del programa seguida del signo de dos puntos (:) y presione Enter.

Ejemplo: A: [Enter]

Para instalar el software PC6000 ejecute el siguiente comando desde la línea de comandos de DOS: INSTALL <destino>; donde destino es la unidad y el directorio en donde desea instalar los archivos PC6000.

Ejemplo: Install C:\PC6000 instalará el software PC6000 en el directorio \PC6000 de la unidad C:.

En sistemas con dos unidades de disquete (sin disco duro) proceda de acuerdo con las instrucciones siguientes. Si fuese necesario, salga de cualquier programa o capa del sistema operativo que se esté ejecutando.

1. En su ordenador, asegúrese de que la unidad indicada en la línea de comando sea A o A:\.
2. Asegúrese de que su disco de sistema DOS esté en la unidad A.
3. Inserte un disco nuevo en la unidad B y dele formato: FORMAT B:
4. Inserte el disquete original del software PC6000 en la unidad A.
5. Copie el software en el disco nuevo: COPY A:*.* B:
6. Guarde el disquete original del software PC6000 en un lugar limpio y fresco, alejado de imanes, pantallas de vídeo, equipo eléctrico y electrónico y cables.
7. Cuando quiera utilizar el software, ponga la copia del software PC6000 en la unidad B, ponga cualquier disco de datos en la unidad A, y teclee:
B:PC6000

Una vez cargado el PC6000, el disco del programa puede retirarse de la unidad de disquete. El disco debe ser insertado de nuevo en la unidad de disquete antes de salir del menú Setup si se ha realizado algún cambio. Esto le permitirá al programa actualizar el archivo de configuración en el disco.

ECOWATCH PARA WINDOWS

El software EcoWatch para Windows debe ser utilizado con un PC compatible con IBM que disponga de un procesador 386 (o superior). El ordenador debe contar también con 4MB de RAM como mínimo, Windows 3.1 o superior y un ratón.

Haga clic en Run y teclee "a:\setup.exe" en la indicación para introducir datos en el sistema. Presione **Enter** o haga clic sobre "OK"; la pantalla indicará que EcoWatch está ejecutando la rutina de instalación. Siga simplemente las instrucciones que aparezcan en la pantalla una vez completada la instalación.

EJECUCIÓN DEL SOFTWARE

PC6000

Para iniciar el software, haga que su unidad activa sea C:\PC6000 (o cualquier otro directorio en el que haya instalado PC6000). Teclee entonces "**PC6000**" y presione **Enter**. El software PC6000 se cargará y la barra de menús aparecerá en la parte superior de la pantalla del ordenador.

Utilice las teclas de flechas para mover el cursor y para resaltar las diferentes opciones del menú. Presione **Enter** para seleccionar una opción resaltada. Presione **Esc** para cancelar una entrada.

Para ejecutar EcoWatch para Windows, seleccione simplemente el icono EcoWatch en su escritorio o en el menú Programa. Para recibir ayuda con el programa EcoWatch, utilice la sección de ayuda del software.

CONFIGURACIÓN DEL SOFTWARE

SOFTWARE PC6000

Para comenzar a configurar su ordenador para que se comunice con una sonda, resalte **Setup** y presione a continuación **Enter**. Compruebe los valores de configuración predeterminados consultando las instrucciones que siguen.

Seleccione la opción **Comm** para introducir el número del puerto Com (1 ó 2) al que esté conectada su sonda. Presione **Enter** para confirmar una nueva entrada. Si la configuración por defecto es correcta, no necesita cambiarla.

Seleccione la opción **Baud** para comprobar la velocidad en baudios. La velocidad en baudios debe ser 9600, por lo que si no apareciera así, resáltela y presione **Enter**.

Aparecerá una lista de velocidades posibles en baudios. Seleccione 9600 en la lista y presione **Enter**. Seleccione la opción **Printer** para especificar el puerto paralelo (LPT1, LPT2 o LPT3) al que esté conectada su impresora. Si no hay ninguna impresora conectada, seleccione LPT1. Presione **Enter** tras realizar su selección.

Seleccione **Printer type** para seleccionar el tipo de impresora conectada a su ordenador. Elija la opción de la lista que describa mejor su impresora. Si su impresora no está en la lista, consulte el manual de instrucciones de su impresora para determinar qué tipo de impresora puede ejecutar.

Presione **Enter** tras realizar su selección. Seleccione la opción **Menu colors** para elegir un esquema de colores para los menús de PC6000.

La pantalla cambiará para mostrar su selección conforme mueva el cursor entre los esquemas de color. Presione **Enter** para confirmar su selección. Seleccione la

opción **Plot colors** para elegir un esquema de colores para los gráficos del PC6000.

Conforme mueva el cursor entre los esquemas de color, la pantalla cambiará para mostrar su selección. Presione **Enter** para confirmar su selección. Presione **Esc** para salir del menú **Setup**. El cursor regresará a la barra de menús.

Para configurar el software EcoWatch a fin de utilizarlo con una sonda, seleccione el icono Sonde, y a continuación el menú Comm. Los ajustes aparecen en el menú Comm. Utilice los mismos valores que se muestran más arriba en la pantalla de configuración del PC6000. Si entra en el menú Comm sin haber elegido antes el icono Sonde, estará disponible únicamente una lista parcial de los parámetros y valores configurados.

CAPTURA DE DATOS Y CONFIGURACIÓN EN TIEMPO REAL

Esta sección se refiere únicamente a la captura de datos con el software PC6000. Cuando utilice EcoWatch para Windows, consulte el comando Help en el menú principal para recibir instrucciones detalladas.

Una vez que haya comenzado a tomar lecturas, puede capturar dicha información en un archivo de datos presionando la tecla F3 de su ordenador. Esta función de captura tiene lugar únicamente después de que el software PC6000 ha sido configurado correctamente para adecuarse a su selección de parámetros tal como se describe en los párrafos siguientes.

PC6000 utiliza la fecha y la hora del reloj interno de su PC para identificar cada punto de datos de entrada. Es importante, por lo tanto, asegurarse de que la fecha y la hora estén ajustadas correctamente en su ordenador. Consulte el manual de instrucciones de su ordenador si no está seguro de cómo ajustar el reloj interno.

Para hacer los ajustes para la captura de datos regrese a la barra de menús de PC6000 presionando F10. Seleccione Setup en el menú de la línea superior y presione Enter. Seleccione **Data Capture Setup** en el menú Setup y presione **Enter**. Aparecerá el menú Data Capture Setup.

```

Parser: 6000
Site name: Clear Lake           X-axis time per screen: 1
Instr ID: 96E12345             Parameters per plot: 2
Filename: CLRLAKE3             Beep notification: Both
ColumnParameter & Units       Minimum           Maximum

```

Utilice las teclas de flechas para resaltar **Filename:**, y a continuación teclee el nombre que utilizará para almacenar los datos en el disco duro del ordenador o en un disquete. Recuerde que aunque pueda teclear hasta 15 caracteres en el nombre, MS-DOS reconocerá únicamente los 8 primeros para designar el archivo.

Resalte ahora **Auto-configure** y presione **Enter**. Esto asegura que la configuración de captura de datos (Data Capture setup) en el software PC6000 tenga los mismos parámetros que los seleccionados en la configuración de los informes (Report setup) del software de la sonda. Los parámetros indicados en la parte inferior de la pantalla (no se muestra) cambiarán probablemente durante la ejecución de Auto-configure.

IMPORTANTE: Sin la ejecución del comando Auto-Configure, el software PC6000 puede mostrar mensajes de error que hacen referencia a "parámetros que difieren" y que le impedirán seguir adelante. Deje todas las otras selecciones con sus configuraciones por defecto intactas y presione a continuación **Esc** dos veces para regresar a la barra de menús de PC6000.

Para capturar datos, utilice las teclas de flechas para seleccionar **Sonde** en el menú principal y luego presione **Enter**. Cuando aparezca el signo #, teclee

"menu". Este comando le lleva al menú principal Sonde. Seleccione a continuación **1-Run** en el menú principal, y **1-Start sampling** en el menú Run. Aparecerán en pantalla líneas de datos que serán actualizadas en el intervalo especificado.

Presione ahora la tecla **F3**, con lo que aparecerá un mensaje en pantalla preguntándole por el tipo de archivo de datos que desea crear. Seleccione **PC6000** y presione **Enter**. Aparecerá entonces un mensaje en pantalla preguntándole si desea crear un nuevo archivo de datos. Presione **Enter** para indicar "sí" y comenzará la captura de datos al archivo designado por usted.

Como se indicó más arriba, notará un cambio en el formato de los datos visualizados ya que ahora aparecerán tanto la fecha como la hora. En este modo, los datos que aparecen en la pantalla se guardarán en la memoria de su ordenador hasta que presione Esc o bien F3. Cuando presione cualquiera de estas dos teclas, la captura de datos se detendrá y la visualización regresará al despliegue original de datos. Al presionar Esc una segunda vez, se detendrá el muestreo y la visualización regresará al menú Run. Puede ver y/o analizar los datos presionando F10. Cuando el modo **Real-time** ha sido configurado adecuadamente, podrá ver los datos en tiempo real según son obtenidos por la sonda en el modo de muestreo Discrete. Cada lectura aparece en la parte inferior de la pantalla de tiempo real, y los gráficos son actualizados con la llegada de cada nuevo punto de datos. Además, los datos se almacenarán automáticamente en la unidad de disco que elija.

GLOSARIO

1. **densidad:** número de habitantes u organismos por kilómetro cuadrado.
Densidad de población.
2. **tróficas:** Relativo a la nutrición.
3. **alevines:** cría de peces para repoblación de las aguas.
4. **plancton:** conjunto de seres microscópicos que están en suspensión en las aguas marinas o dulces.
5. **hipoxia:** suspensión de la respiración por la acción de gases irrespirables.
6. **cianosis:** coloración azul, negruzca o lívida de la piel.
7. **ictiófago:** que se mantiene de peces.