

T
639.543
CER



ESCUELA SUPERIOR POLITECNICA DEL LITORAL

Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar

“Diseño de un sistema de tratamiento de agua para su recirculación
en laboratorios de larvas de camarón”

TESIS DE GRADO

Previa la obtención del Título de:

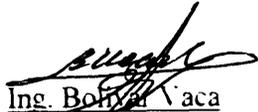
INGENIERO ACUICULTOR



D-26918

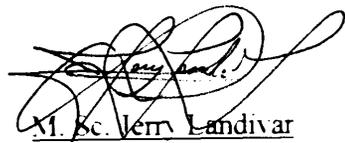
Presentada por:
Ubaldo Cervantes Freré
Christian Jimenez Figueroa
Jimmy Villón Moreno

Guayaquil-Ecuador
2001



Ing. Bolivia Vaca
Presidente del Tribunal

M. Sc. Victor Osorio
Miembro Principal



M. Sc. Jerry Landivar
'Director de Tesis

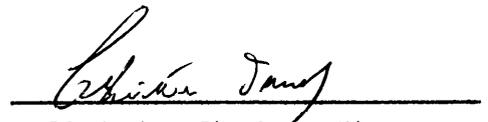
DECLARACIÓN EXPRESA

“La responsabilidad por los hechos, ideas y doctrinas expuestas en este Tópico de Grado, nos corresponde exclusivamente; y el patrimonio intelectual de la misma a la ESCUELA SUPERIOR POLITECNICA DEL LITORAL”

(Reglamento de Graduación de la ESPOL)



Ubaldo Cervantes Freré



Christian Jiménez Figueroa



Jimmy Villón Moreno

AGRADECIMIENTO

- Agradecemos a la Escuela Superior Politécnica del Litoral por la formación académica **recibida**.
- A nuestro Director de Tesis, M. Sc. Jerry Landivar, **por** su colaboración para la **culminación** del presente trabajo.
- A los Directivos, Profesores y Trabajadores de la Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar.
- A cada una de las personas e instituciones que de una u otra manera nos apoyaron para la culminación de nuestra carrera universitaria.
- A nuestros amigos y compañeros.

DEDICATORIA

A mis Padres, hermanas, sobrinos y a mi querida
Abuela Rafaelita Alarcón de Cervantes
Ubaldo Cervantes Freré

A mis Padres y Hermanos
Christian Jiménez Figueroa

A mis Padres José y **Aída**, a mis
hermanos Xavier y Lorena
y a mis familiares; por
su amor y apoyo.
Jimmy Villón Moreno

RESUMEN

El sector de laboratorios de larvas de camarón tiene mas de 20 **años** de vigencia y en el transcurso de este tiempo ha evolucionado en muchos aspectos, en la investigación, nivel de producción, mano de obra, etc., pero al igual que el resto de la industria ha tenido problemas en los últimos **años**.

Uno de los principales problemas de producción del sector es la calidad del agua. El presente trabajo tiene como finalidad **diseñar** una planta de tratamiento para reutilizar el agua en los laboratorios y permitir tener una calidad constante de la misma.

Se tomo como laboratorio modelo uno con 10 tanques de producción, de 25 toneladas cada uno y con un porcentaje de recambio diario de un 40 %.

Además, se determinó las características de calidad de agua en el **efluente** de los tanques de producción a lo largo de una corrida. Así determinamos que el agua saliente no tenía valores elevados y que estaban dentro de los rangos permitidos, y que con procesos unitarios adecuados de depuración puede ser reutilizada.

Los procesos elegidos fueron el sedimentador, diseñado según las necesidades de tiempo y volumen del sistema, al igual que un filtro biológico con **sustrato** de carbón activado; y como proceso final el paso de agua a través de un ozonificador.

INDICE

RESUMEN	V
INTRODUCCIÓN	1
 CAPITULO I.- GENERALIDADES: FUNCIONAMIENTO DE UN LABORATORIO DE LARVAS DE CAMARON	
1.1. Generalidades de un laboratorio de larvas.....	3
1.1.1 Historia.....	3
1.1.2 Ubicacibn geográfica.....	5
1.1.3 Capacidad de laboratorios.....	5
1.2. Descripción de una corrida de larvas de camarón en laboratorio.....	6
1.2.1 Etapas de desarrollo larvario del camarón..	6
1.2.1.1 Etapa Naupliar.....	7
1.2.1.2 Etapa Protozoa.....	7
1.2.1.3 Etapa Mysis.....	8
1.2.1.4 Etapas Post-larvarias.....	9
1.2.2 Metodología de producción.....	10
1.2.2.1 Producción de larvas.....	10
1.2.2.2 Producción de algas.....	11
1.2.2.3 Producción de artemia	15

1.2.3 Metodología de trabajo.....	16
1.2.3.1 Preparación de los tanques.....	16
1.2.3.2 Recepción de nauplios.....	17
1.2.3.3 Control de calidad de aguas.....	17
1.2.3.4 Cosecha y transporte de larvas.....	18
1.3. Determinación de residuos orgánicos e inorgánicos en una corrida de larvas de camarón en laboratorio..	19
1.3.1 Residuos orgánicos.....	19
1.3.2 Residuos inorgánicos.....	20
1.4. Criterios de la calidad de agua.....	21
1.4.1 Oxígeno.....	22
1.4.2 Temperatura.....	23
1.4.3 Amoniaco, hidróxido de amonio e iones de amonio (NH_3 , NH_4OH , NH_4^+).....	24
1.4.4 Nitritos.....	24
1.4.5 Nitratos.....	25
1.4.6 pH.....	25
1.4.7 Alcalinidad.....	26
1.4.8 Solidos totales.....	27
1.4.9 Materia orgánica.....	27

1.5.	Caracterización del agua.....	28
1.5.1	Caracterización del afluente (agua de mar).	28
1.5.2	Caracterización del efluente del laboratorio.....	29
1.5.2.1	Metodología de muestreo.....	30
1.5.2.2	Resultados.....	33
1.6.	Características de un laboratorio modelo para el diseño de una planta de tratamiento	36

CAPITULO II.- DISEÑO CONCEPTUAL DE PROCESOS

2.1	Criterio de diseño de los procesos..	39
2.1.1	Decantación física.....	40
2.1.2	Decantación química.....	42
2.1.3	Filtro biológico..	42
2.1.3.1	Tipos de filtración Biológica.....	44
2.1.4	Ozono.....	46
2.2	Calculo de los procesos unitarios.....	50
2.2.1	Datos de Dimensionamiento.....	50
2.2.2	Sistema de Drenaje.....	50
2.2.3	Fases de la planta de tratamiento.....	51
2.2.3.1	Piscina de decantación	51

2.2.3.2	Filtro biológico.....	55
2.2.3.3	Ozono.....	56
2.3	Calculo de las unidades de bombeo.....	58
2.4	Diagrama de flujo de los procesos..	59
2.5	Vida útil de las instalaciones.....	60

CAPITULO III.- RESULTADOS Y EVALUACIÓN

3.1	Descripción evaluativa.....	62
3.2	Costos y alternativas..	64
	CONCLUSIONES	66
	RECOMENDACIONES	68

ANEXOS

1.	Composición del medio Guillard F/2.....	70
2.	Tabla de Resultados de los muestreos	71
3.	Tanques de Producción de Larvas.....	72
4.	Filtro de Recambio de Agua.....	73
5.	Canal de Drenaje.....	74
6.	Canal de Drenaje	75
7.	Sedimentador.....	76

8. Esquema de Filtro Biológico.....	77
9. Eyector Venturi.....	78
10. Generador de Ozono Neptuno V.....	79
11. Diagrama de Flujo de los procesos.....	80
12. Recubrimiento de Liner.....	81
13. Desague General de los Laboratorios de Larvas (Mar Bravo).....	82
14. Desague General de los Laboratorios de Larvas (Mar Bravo).....	83

FIGURAS

1. Ciclo del nitrógeno en el agua.	44
2. Esquema de Generación de Ozono.....	47

TABLAS

1. Distribución de los laboratorios de larvas por provincias.. ..	5
2. Capacidad de producción de los laboratorios.....	6
3. Ración de alimentación de Artemia/larva/día	11
4. Método de transporte de larvas.....	19
5. Composición del agua de mar.....	28
6. Parámetros más importantes del agua de mar.....	29
7. Tiempo de retención para decantación.....	52
8. Velocidad ascensional de decantadores.....	53
9. Características del generador de ozono Neptuno V.....	58
10. Costos de Materiales y Equipos.....	64

GRAFICOS

1. Muestreo de parámetros del Tanque # 1 33

2. Muestreo de parámetros del Tanque # 2 34

3. Muestreo de **parámetros** del Tanque # 3 34

4. Muestreo de parámetros del Tanque # 1 35

5. Muestreo de parámetros del Tanque # 2 35

4. Muestreo de parámetros del Tanque # 3 35

BIBLIOGRAFIA 84

INTRODUCCION

Uno de los objetivos de la industria camaronera del Ecuador es tratar de tener un desarrollo sustentable, y para esto se debe tener ambiente lo más armónico posible.

La contaminación del agua de mar no solo se da por desechos de fábricas, poblaciones, sino que además por desechos de laboratorios de larvas.

Los laboratorios tienen problemas de calidad de agua, debido a agentes biológicos presentes en el mar, o por desechos producidos por poblaciones y fábricas.

Muchas veces, ya iniciada una corrida, el agua de mar presenta características poco favorables para su utilización en laboratorios de larvas, causando esto, problemas de calidad de agua en los tanques debido a la falta de recambios y consecuentemente perdidas de biomasa en los tanques.

El agua que se desecha de los laboratorios no siempre presenta mala calidad de agua, pero por manejo se recomienda sacar esa agua y meter agua de mar.

Sin embargo, se dan casos en laboratorios, que presentan problemas de calidad de agua (aumento de amonio, etc) en tanques recientemente recambiados con agua de mar, es decir que no siempre el agua que entra es mejor que de la que sale.

Este trabajo esta realizado para dar, tomando en cuenta sistemas de depuración de aguas, una alternativa para poder reutilizar el agua de los laboratorios de larvas de una manera conceptual.

La teoría nos da para elegir un variado número de procesos unitarios para una efectiva depuración de aguas, unos con características distintas a otras, unas mas costosas que las otras.

Para el diseño de nuestra planta, se consideró lo más apegado a la realidad económica y a las necesidades de la industria.

Se consideró procesos unitarios como: sedimentación - filtrado biológico - ozonificación es más idóneo para tratar este tipo de afluente tomando en cuenta los resultados de los análisis realizados al agua de un laboratorio de larvas modelo.

CAPITULO **I**.- GENERALIDADES: FUNCIONAMIENTO DE UN LABORATORIO DE LARVAS DE **CAMARON**

1.1 GENERALIDADES DE LOS LABORATORIOS DE LARVAS

1.1.1 Historia

Durante sus 20 años de actividad en el Ecuador, el sector de laboratorios de larvas de camarón viene brindando un importante soporte a la industria acuícola, (*fuentes UVA*).

Según datos históricos el primer laboratorio de producción de larvas de camarón fue “SEMACUA”, actualmente de la empresa **GRANMAR**.

Se instaló en el año 1980 en Punta Carnero, Península de Santa Elena, utilizando asesoría francesa. Sus instalaciones contaban

incluso con área de maduración y fueron los primeros en solicitar permisos de funcionamiento a la Subsecretaría de Recursos Pesqueros y otras autoridades.

Este laboratorio fue considerado, en aquel entonces, como innovador pero fuera de tiempo e innecesario debido a la abundancia de larvas del medio natural, ya que la pequeña superficie de camaroneras que existía en el país no superaba las 8000 hectáreas.

En el transcurso de la década del 80 la industria camaronera creció considerablemente, incrementándose la demanda de larvas sobre todo en aquellos años en que la disponibilidad de larva silvestre era escasa a causa de los fenómenos naturales.

Frente a esta necesidad varios grupos, como El Rosario, Empacadora Nacional, DELI, Quirola, iniciaron la instalación de otros laboratorios. Con esta expansión del sector vinieron al Ecuador técnicos extranjeros que, con sus experiencias, contribuyeron a la actividad instalándose también desovaderos o nauplieras cuyas operaciones se centraron en el norte del país, en las provincias de Esmeraldas y Manabí por sus mejores condiciones climáticas.

Desde ese entonces, el área camaronera posee un soporte de producción de larvas de laboratorio que, sumada a la natural, ha permitido el crecimiento de las áreas de cultivo.

1.1.2 Ubicación geográfica

En el Ecuador existe un total de 308 laboratorios de larva de camarón ubicados a lo largo de la costa ecuatoriana (Tabla # 1), los cuales desarrollan su actividad en las provincias del Guayas, Manabí, Esmeraldas y El Oro (*CNA, 1998*).

Tabla # 1. Distribución de los laboratorios de larvas por provincias.

Provincia	Laboratorios de larvas	Porcentaje (%)
Guayas	165	53,57
Manabí	97	31,5
Esmeraldas	30	9,74
El Oro	16	5,19

Fuente: Comisión de laboratorios CNA, 1998

1.1.3 Capacidad de los laboratorios

Se deduce que la capacidad de los laboratorios se debe al número de larvas que se producen en una corrida. De acuerdo con lo mencionado se obtiene lo siguiente:

Tabla # 2. Capacidad de producción de los laboratorios

Capacidad de producción de la boratorios	
Menos de 20 millones de larvaskorrida	Pequeño
Entre 20 y 40 millones de larvaskorrida	Mediano
Mas de 40 millones de larvaskorrida	Grande

Fuente: Comisión de laboratorios CNA, 1998

1.2 DESCRIPCIÓN DE UNA CORRIDA DE LARVAS DE CAMARÓN EN LABORATORIO

La producción de semilla de camarón se divide principalmente en dos etapas: La maduración y la larvicultura. La maduración comprende todas las actividades relacionadas con la producción de nauplios, incluyendo la maduración de los reproductores, el desove y la eclosión. La fase de larvicultura incluye el cultivo de las larvas y la producción de algas y artemia como alimento de las larvas.

1.2.1 ETAPAS DE DESARROLLO LARVÁRIO DEL CAMARÓN

En el ambiente natural, el camarón adulto migra hacia las aguas costeras donde madura, se aparea y las hembras desovan sus huevos.

Los huevos se hunden, después de 14 horas eclosionan pasando a la etapa naupliar, dirigiéndose estos a la superficie debido a su fototropismo positivo. (Treece, 1985)

Las larvas atraviesan tres etapas distintas antes de su metamorfosis a camarón postlarval:

1.2.1.1 Etapa naupliar.

El *Litopenaeus vannamei* se caracteriza por poseer cinco subetapas naupliares con una duración promedio de 48 horas a 28°C (Treece, 1985). El tamaño total al final de la etapa es de aproximadamente de 0.5 mm de largo y 0.2mm de ancho. Durante esta etapa el nauplio se alimenta del vitelo y requiere **agua** lo mas limpia posible, una aireación suave y una corriente de agua para mantenerlos suspendidos. Los nauplios son fotopositivos y nadan solo en ocasiones pero con mas frecuencia conforme se desarrollan.

1.2.1.2 Etapa de protozoa.

Esta fase consta de tres subetapas con una duración aproximada de 4 a 6 días dependiendo del manejo y de la calidad de la larva, (Arellano, 1990). En el estadio de zoea

1 con una duración promedio de 40 horas, la larva alcanza 1mm de largo se alimenta de fitoplancton de 3 a 5 micras de diámetro. El conteo mínimo de algas en el medio de cultivo debe ser entre 40.000 a 150.000 células/ml (ESPOL 1989), con un pH óptimo de 8 a temperatura de 28°C. El animal nada y consume fitoplancton continuamente produciendo hilos fecales visibles mas largo que el animal. En zoea II el animal alcanza hasta 1.7 mm de largo, sigue alimentándose de fitoplancton de un tamaño de 5 a 10 micras. Esta etapa se caracteriza por la presencia de ojos pedunculados y tiene una duración promedio de 40 horas. La etapa de zoea III con una duración igual a la de la etapa anterior se caracteriza porque el animal presenta urópodos birrosos y espinas en los segmentos abdominales.

La larva alcanza un tamaño promedio de 2.6 mm alimentándose de especies mixta de algas.

1.2.1.3 Etapa de Mysis.

Esta etapa tiene una duración total de 72 horas a 28°C (Arellano, 1990). Mysis I tiene una duración aproximada de 24 horas alcanzando un promedio de 3,5 mm de largo.

En esta **subetapa** se incluye **artemia** como alimento combinado con fitoplancton. Se puede observar la presencia de **pequeños** pleópodos que comienzan a salir de los segmentos abdominales. Los animales son capaces de voltearse y nadar hacia adelante. La etapa de mysis II tiene también una duración promedio de 24 horas alcanzando en este tiempo un tamaño promedio de 3,8 mm de largo y el alimento sigue siendo **artemia** y fitoplancton. Se pueden observar pleópodos no segmentados pero más pronunciados y curvados al interior. Mysis III se caracteriza por poseer pleópodos compuestos de segmentos y dos a tres setas terminales, puede alcanzar un promedio de 4.3 mm de largo, la alimentación es la misma que en las etapas anteriores de mysis.

1.2.1.4 Etapas post-larvarias

Durante los primeros 4 a 5 días de la etapa post-larval, los animales son planctónicos. En etapas posteriores se les puede observar adheridos a las paredes de los tanques o asumiendo una vida completamente demersal. En esta etapa presentan **periópodos quelados** que sirven para alcanzar y sujetar el alimento, y los pleópodos que son usados al

nadar. Las post-larvas pueden alcanzar un tamaño de 5 a 6 mm de largo y la alimentación es en base de artemia y alimento balanceado.

1.2.2 METODOLOGÍA DE PRODUCCIÓN

1.2.2.1 Producción de larvas

Los nauplios obtenidos son sembrados en tanques de larvicultura, a razón de 100 nauplios por litro de agua terminando con una densidad final promedio de 60 a 80 larvas por litro (Arellano, 1990). A partir de la siembra se sube los volúmenes de agua hasta llegar a mysis 11 o III, empezando desde esta etapa con un recambio del 20 - 25% diario, esperando obtenerse al final del ciclo una supervivencia promedio de 60 %.

Al pasar los animales al estadio de *Zoea* se los comenzará a alimentar, incluyendo en el tanque 100.000 células por ml de *Chaetoceros sp.*

El monitoreo diario de los animales permitirá mantener niveles óptimos de nutrientes y algas, el cual se lo deberá realizar tres veces por día, chequeando oxígeno, pH y salinidad.

Las larvas que lleguen al estadio de Mysis 1 serán alimentadas con nauplios de artemia salina. La ración de artemia/larva/día se representa en la tabla # 3:

Tabla # 3. Ración de alimentación de Artemia/larva/día

Estadio	Promedio (artemia/larva/día)
Mysis 1	30
Mysis 2	40
Mysis 3	60
Postlarva 1	90
Postlarva 2	100
Postlarva 3	110
Postlarva 4	120
Postlarva 5	120

Fuente: *Arellano, Urdiales 1989*

1.2.2.2 Producción de algas

Las algas son el alimento natural del camarón durante todas sus etapas a excepción del huevo y la etapa naupliar. En acuicultura durante la etapa larval se seleccionan especies

de algas para cultivarlas basándose en el criterio de la disponibilidad y del valor dietético que esta pueda representar. Conforme avanza el crecimiento del camarón se mantiene menos control del crecimiento de algas.

Generalmente las algas mas usadas en la larvicultura del camarón son: *Chaetoceros gracilis*, *Isochrysis sp* y *Tetraselmis chuii*. *Chaetoceros gracilis* es una diatomea marina céntrica y de vida solitaria, tiene un esqueleto silíceo compuesto de dos valvas las cuales se separan para formar dos células nuevas durante la fase vegetativa. Es de forma rectangular y mide de 4 a 6 micras sin incluir las setas. En los sistemas de cultivo los *chaetoceros* se presentan de color amarillento en bajas densidades y un color marrón oscuro en altas densidades (3'000.000 cel/ml). Esta especie de algas se puede usar durante todo el cultivo larval pero reviste mayor importancia durante los primeros estadios hasta Zoea 11.

Tetraselmis chuii es un alga de forma ovalada que esta provista de un flagelo que le da movilidad. Su tamaño es mayor que el de los *Chaetoceros* llegando a alcanzar de 10 a 15 micras de diámetro por lo cual son utilizadas para la

alimentación a partir de la fase de Zoea II. En los sistemas de cultivo presenta una coloración verde clara u oscura dependiendo de la densidad de cultivo.

Isochrysis sp es una de las especies más fáciles de cultivar. Es un flagelado en forma de esfera o pera de color marrón y puede alcanzar tamaños de 3 a 5 micras.

La producción de algas consiste en obtener un volumen de algas considerable para satisfacer las necesidades alimenticias de los primeros estadios larvarios.

El medio enriquecedor Guillard F/2 (anexo 1) es el más utilizado como fuente de nutrientes, metales trazas y vitaminas para el cultivo de algas. Para tal efecto se preparan y preservan soluciones stock de macronutrientes, micronutrientes, minerales y metales trazas, formuladas para agregar la cantidad de 1 ml por cada litro de agua salada.

La corrida de algas comienza al extraer 5 ml de cepa pura de microalgas y se las coloca en 45 ml de medio enriquecido Guillard F/8 y se las mantiene a 19 grados

centígrados con fotoperiodos de 12 horas hasta alcanzar una densidad aproximada de 3'000.000 de células por ml.

Después se las repica colocando el 80% del volumen a usarse de medio en un 20% de solución algal pasando a fiolas de 2 litros. Así mismo después de 2 días de incubar a 19 grados centígrados con 24 horas de luz se hace un nuevo repique a carboy de 40 litros. Se incuba a 19 grados centígrados con 24 horas de luz hasta que su densidad alcance 4'500.000 células por ml.

Para sembrar los masivos de algas se emplea **un** carboy por cada tonelada de agua salada y se mantiene al aire libre con medio enriquecido y luz artificial (noches).

El calculo del número de algas para alimentar las larvas en los acuarios se realizó empleando la formula de Wilkenfield:

$$Nt = (pf-pr)V$$

Donde:

Nt = Número total de células a agregarse

pf = Densidad deseada de células

ρ_r = Densidad residual

V = Volumen del tanque

$$V_t = N_t/\rho$$

Donde:

V_t = Volumen total (ml) de algas a agregarse al tanque para alcanzar la densidad alimenticia deseada

N_t = No. Total de células a agregarse

ρ = Densidad de células en el tanque de cultivo masivo de algas (cl/ml)

1.2.2.3 Producción de artemia

Debido a factores como: fácil reproducción, alta calidad nutricional, disponibilidad y mucho tiempo de almacenamiento en forma de quiste, la artemia es una de las mejores alternativas para la alimentación de las larvas a partir de los estadios de mysis.

Los quistes deshidratados pueden ser guardados por meses o años sin perder la habilidad de producir huevos. El quiste tiene de 200 a 300 micras de diámetro, dependiendo de la

clase. Su capa externa esta compuesta de un corión lipoproteico duro de color café oscuro.

La alimentación de larvas a partir del estadio Mysis 1 requiere el suplemento continuo de **artemia** como complemento dietético. Para tal efecto se descapsulan las artemias hidratándolas por 2 horas en agua dulce, luego empleando cloro para deshacer el corión y finalmente efectuando un lavado en **agua** salada. Esto se lleva a cabo en descapsuladores de 15 litros.

Posteriormente las artemias son transferidas a tanques de incubación hasta que se transformen en nauplios, donde están listas para servir de alimento a las larvas de camarón.

í.2.3 METODOLOGÍA DE TRABAJO

í.2.3.1 Preparación de los tanques

Una vez que se ha realizado una cosecha, inmediatamente se procede al lavado respectivo, efectuándose una clorinación de más de 150 ppm de hipoclorito de sodio

durante 24 horas como mínimo. Limpieza de las paredes del tanque con ácido muriático (10%). Luego se procede a la limpieza general con agua dulce y dejarlo secar al sol por lo menos 24 horas. Se limpian los drenajes, difusores de aire y aireadores en general.

1.2.3.2 Recepción de nauplios

Se colocan los niveles adecuados de agua en los tanques respectivos y se procede a aclimatar los nauplios que se han recibido. Es importante chequear el estadio del nauplio para planificar la alimentación de algas y/o provisión de alimentos artificiales. En los tanques a recibir los nauplios se procede a llevar el récord o información detallada siendo el control más estricto en los estadios de *Zoea*, estadio en el cual comienza la alimentación dependiendo de este momento que su crecimiento y sobrevivencia sean adecuados.

1.2.3.3 Control de la calidad de agua

El control de la calidad de agua se lo hace en función del pH, oxígeno disuelto, nitritos y amonio no ionizable

además de la temperatura considerando estos parámetros básicos y necesarios como rutina de control en la sección de larvicultura. La temperatura es controlada cada 2 horas. El oxígeno, pH, se los chequea dos veces por día, los otros parámetros antes mencionados una vez a la semana.

1.2.3.4 Cosecha y transporte de larvas

Las cosechas se las realiza por el vaciado de los tanques y recolectando en una “cama de agua” que sirve de amortiguación para no estropear las larvas en mallas de 300 a 500 micras. La mayor parte de las larvas son cosechadas en el tanque con mallas larveras, el sobrante es recogido a través de la válvula de salida del tanque

En la preparación para la cosecha se tiene que contar con todos los implementos necesarios: baldes, fundas, hielo, oxígeno, mallas, mangueras. El sistema de transporte utilizado puede ser por cajones o por fundas plásticas, las densidades recomendadas son los siguientes:

Tabla # 4 Métodos de transporte de larvas.

Transporte en Cisternas		Transporte en Fundas	
Estadio	Densidades	Estadio	Densidades
Pl 5 – 10	Máx. 500/lt	Pl 5 – 8	Máx. 2.500/lt
Pl 10 – 15	Máx. 300/lt	Pl 8 – 15	Máx. 1.500/lt
Pl 15 - 20	Máx. 200/lt	Pl 15 – 20	Máx. 500/lt
Pl 20 – 30	Máx. 100/lt		

Los estadios larvarios entre PL 8 a PL 12 son lo más recomendados para transportar debido a su tamaño y resistencia.

1.3 DETERMINACIÓN DE RESIDUOS ORGÁNICOS E INORGÁNICOS EN UNA CORRIDA DE LARVAS DE CAMARÓN EN LABORATORIO

Los residuos que podemos encontrar en una corrida de larvas pueden ser de tipo orgánico e inorgánico.

1.3.1 Residuos orgánicos

Los residuos orgánicos se producen por:

- Descomposición del alimento no consumido por las larvas.
- Residuos de muda.

- Residuos fecales de las larvas.
- Algas muertas.
- Larvas muertas.

Estos residuos orgánicos normalmente se depositan en el fondo del tanque y son agentes para la proliferación de bacterias perjudiciales para las larvas, así como el aumento de metabolitos como nitritos, amonio, sulfuros; además de aumentar la Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO).

La cantidad de estos residuos depende del número de larvas sembradas, dando esto a que se administre mayor o menor cantidad de alimento y se produzcan mayor o menor cantidad de residuos fecales, depende también de agentes externos como organismos patógenos, causantes de enfermedades, que provocarían disminución del consumo del alimento y un aumento del porcentaje de larvas y algas muertas.

1.3.2 Residuos inorgánicos

Los residuos inorgánicos están dados por:

- **Antibióticos** que se utilizan para contrarrestar el ataque de bacterias (vibrios spp., bacterias filamentosas, bacterias intracelulares) los más comunes son la oxitetraciclina, furazolidona, eritromicina, cloranfenicol.
- **Químicos** para desinfectar, prevenir y contrarrestar infecciones micóticas. Estos químicos pueden ser yodo (argentine), treflán, formaldehido, etc.
- **Químicos** para provocar la muda del animal. Entre estos químicos se puede mencionar sulfato de cobre, cupper control (nombre comercial) y formol.
- **Químicos quelantes** como el EDTA para precipitar y eliminar metales pesados.

1.4 CRITERIOS DE CALIDAD DE AGUA

Generalmente las propiedades del agua tomadas en cuenta para poder usarlas en el cultivo de larvas son: Oxígeno, temperatura, amonio,

nitratos, nitritos, pH, alcalinidad, dureza, sólidos suspendidos y materia orgánica.

1.4.1 Oxígeno

La cantidad apropiada de oxígeno en el ambiente de cultivo depende de:

- Especie
- Estadío del ciclo de vida
- Método de cultivo

En los tanques de laboratorios de larvas el oxígeno es suministrado al agua por medio del uso de aireadores. El aireador es un aparato capaz de incrementar las concentraciones de oxígeno en el agua por medio del aumento de la interfase aire-agua, eficiencia de transferencia de oxígeno, capacidad de circulación del agua y eficiencia energética (Tiensongrusmee, 1986).

Niveles extremos (bajos y altos) de oxígeno producen reacciones negativas a las larvas cultivadas en los tanques. Cuando los niveles de oxígeno disuelto (OD) se encuentran muy bajos en los

tanques de cultivo, los organismos cultivados pueden estresarse y así mismo morir (Madenjian et *al.* 1987). En la mayoría de los casos una supersaturación de oxígeno en el agua de cultivo provocan efectos subletales que inciden directamente sobre el crecimiento de los animales (Bouck 1976; Weitkamp y Katz 1980).

1.4.2 Temperatura

La temperatura juega un papel muy importante sobre todos los organismos acuáticos y sobre los demás parámetros químicos observados en el agua.

La temperatura es una de las principales limitantes en una gran variedad de procesos biológicos, desde la velocidad de simples reacciones químicas hasta la distribución ecológica de una especie animal (Hardy 1981). En larvicultura la temperatura es de importancia en el tiempo en que las larvas pasan de un estadio a otro; así, cuando la temperatura está por debajo del requerimiento se retrasa su paso al siguiente estadio. La temperatura en larvicultura es controlada por medio de calefones a gas y/o calderos a diesel

1.4.3 Amoníaco, hidróxido de amonio e iones de amonio (NH_3 , NH_4OH , NH_4^+)

Entre los productos secretados por los organismos acuáticos el amoníaco está en los primeros lugares de toxicidad, se produce de la descomposición de proteínas dentro de los organismos acuáticos.

Una serie de variables parecen afectar la toxicidad del amonio, tales como pH, CO_2 , oxígeno disuelto, alcalinidad, temperatura, salinidad y procesos de aclimatación (Meade, 1985). Esta toxicidad está relacionada principalmente al pH del agua. Cada vez que el pH aumenta en una unidad, la concentración del factor tóxico se incrementa diez veces.

El siguiente equilibrio es encontrado en el agua (Trussel 1972):



1.4.4 Nitritos

El nitrito (NO_2^-) es la forma ionizada del ácido nitroso (HNO_2). La reacción de ionización de este compuesto según Colt y Armstrong (1981) se expresa como sigue:



El pH juega un papel muy importante en la toxicidad del nitrito. En ciertos casos esta toxicidad esta ligada con concentraciones de HNO_2 (ácido nitroso) (Colt & Tchobanoglus 1976. Russo & Thurston 1977)

1.4.5 Nitratos

El nitrato es el producto final de la oxidación del amoniaco.

La toxicidad del nitrato para animales acuáticos no es un serio problema, pero este compuesto puede tornarse muy tóxico en condiciones de recirculación de agua. La toxicidad de este compuesto es debida a su efecto principalmente a la osmoregulación y al transporte de oxígeno.

1.4.6 pH

El pH del agua destinada para fines de acuicultura es un parámetro muy importante a considerar. Provoca efectos en el

metabolismo y procesos fisiológicos de peces, camarones y todos los organismos acuáticos.

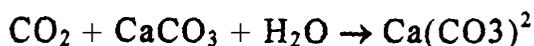
Han sido reportados que los puntos letales de acidez y alcalinidad son de pH 4 y pH 11, respectivamente (Swingle, 1961; Calabrese, 1969).

Las aguas que tienen un rango de pH que va de **6,5** a 9,0 son las más adecuadas para ser utilizadas en el cultivo de especies **acuáticas**.

1.4.7 Alcalinidad

La alcalinidad del agua es la medida con que esta es capaz de neutralizar los ácidos (Sawyer y **McCarty** 1978).

Los bicarbonatos (**HCO₃⁻**) representan la mayor parte de la alcalinidad, ya que estos son formados en cantidades considerables por **la** acción del dióxido de carbono (CO₂) con materiales básicos, tal como se muestra en la siguiente **ecuación**:



í.4.8 Sólidos Totales

Los sólidos suspendidos no son necesariamente tóxicos. En peces y en camarones pueden causar **daño** al nivel de las branquias, y también su presencia reduce la visibilidad y por esto afectar la conducta alimenticia de las especies.

En larvicultura, los **sólidos** suspendidos son coloides producto de la descomposición de alimento y polvo.

1.4.9 Materia orgánica

La materia orgánica es responsable de usar el oxígeno disuelto del agua y se la liga con la eutrofización y posterior deterioro de la calidad de la misma.

Niveles altos de materia orgánica en el agua son también los responsables de transmitir olores y sabores desagradables a las especies cultivadas en éstas.

En larvicultura los niveles altos de materia orgánica son producto de larvas y algas muertas, además de residuos de muda, desechos propios de las larvas y alimento no consumido.

1.5 CARACTERIZACION DEL AGUA

1.5.1 Caracterización del afluente (agua de mar)

En los océanos y mares, fuera de zonas glaciales y estuarios, la salinidad promedio es de 35 ppt. Nueve iones forman juntos el 99.5 % de las sales disueltas y ellas están en todas partes en la misma proporción.

En una salinidad de 35 ppt. y una densidad específica del agua de 1,025 y a 25 grados **centígrados** los valores son los siguientes:

Tabla # 5. Composición del agua de mar

	<i>gr./Kgr. water</i>	<i>gr./lit. water</i>
Total de sales	35.1	36.0
Na	10.77	11.1
Mg	1.30	1.33
Ca	0.409	0.42
K	0.388	0.39
Sr	0.010	0.01
Cl-	19.37	19.8
SO4--	2.71	2.76
Br	0.065	0.066
Acido Bórico	0.026	0.026

Además de los iones presentados anteriormente se pueden encontrar 40 elementos **químicos** presentes en el agua de mar a concentraciones de casi un microgramo por litro.

La **caracterización** de los parámetros más importantes del agua de mar se muestran en la siguiente tabla:

Tabla # 6. Parámetros **más** importantes del agua de mar

Parámetros	Unidad	Valores
DBO ₅	mg/l	441
Sólidos Totales	mg/l	957
Nitrito (NO ₂)	mg/l	0.02-0.04
Nitrato (NO ₃)	mg/l	0.6
Amoniaco (NH ₃)	mg/l	0.019
Amonio (NH ₄)	mg/l	0.01
Fosfato	mg/l	0.08
Silicato	mg/l	0.8
PH		8

1.5.2 Caracterización del efluente del laboratorio

En la corrida de un laboratorio de larvas, el agua del estanque esta sujeta a captar diversos tipos de sustancias, tanto químicas y biológicos, además de los cambios físicos del ambiente que alteran su **composición** y su calidad.

Debido a que cada estanque de larva es un microsistema independiente de otro, los parámetros físicos y químicos del agua son variables, lo que con el transcurso de la corrida conllevará que la calidad del agua no sea la **óptima**. Por ende se necesita un sistema o planta de tratamiento para poder reutilizar este recurso vital para la producción de larvas.

í.5.2.1 Metodología de muestreo

Los muestreos se llevaron a cabo durante el 30 de marzo, 1, 3, 6, 7 y 12 de abril del 2000.

Se realizaron determinaciones de parámetros físicos, como temperatura y pH; **químicos** como oxígeno disuelto y nutrientes **inorgánicos**, además de la determinación de **Sólidos Totales** y Demanda Bioquímica de Oxígeno (DBO).

Se colectaron muestras de agua a nivel superficial (0.5 m) en 3 tanques, se utilizaron 2 frascos de 250 ml por tanque para **determinación** de nutrientes, 1 frasco por tanque de 500 ml para la determinación de sólidos totales, botellas de **DBO** de 300 ml para la determinación de oxígeno y DBO.

La temperatura se **midió** utilizando un termómetro de mercurio con un rango de 0 a 50 °C +/- 0.1 °C.

El pH se determino utilizando un peachmetro.

El oxígeno disuelto se valoro utilizando un oxigenometro y el método de Winkler modificado por Carpenter (1965).

Los métodos de Strickland y Parsons (1972) y Solórzano (1969) se emplearon para la **determinación** de los nutrientes inorgánicos. La determinación de fosfato se basa en la formación del complejo de fosfomolibdato y su subsecuente reducción con la **producción** de un complejo de color azul.

Nitrito se basa en la reacción clásica de Griess. Nitrato se basa en el método de Morris y **Riley (1963)**, con algunas modificaciones. Cloruro de amonio ha sido empleado por la sugerencia de Grasshoff (1964). La columna de mercurio y cadmio ha sido reemplazada por una columna de cadmio y cobre basado en el trabajo de Wood, Armstrong y Richards (1967). La reducción de nitrato a nitrito es casi completa.

Amonio se basa en la formación del colorante indofenol en medio alcalino, mediante la adición de fenol y dicloroisocianurato de sodio, actuando como catalizador el nitroprusiato de sodio. La precipitación de los iones de magnesio y calcio presente en el agua de mar, es suprimida mediante la complexación de estos cationes con citrato de sodio.

El método para determinar la forma soluble de Silicato depende de la formación del complejo de Silicomolibdato, por la reacción del ácido ortosilícico con molibdato acidificado. Por la adición de molibdato se forma también otros complejos **tales** como fosfomolibdato y arsenomolibdato, luego la adición de una solución reductora que contiene sulfato de p-metilaminofenol, sulfito de sodio y ácido oxálico, reduce el complejo silicomolibdato formando un compuesto azul de silicomolibdato y arsenomolibdato, eliminando de esta forma la interferencia por la presencia del **fósforo** y arsénico en la muestra.

Para la **determinación** de Sólidos Totales se utilizó la descrita en el Standard Methods.

DBO fue determinada siguiendo la metodología descrita en el Tratamiento de Aguas Residuales.

1.5.2.2 Resultados

Los resultados de nuestros análisis (Anexo # 2) los podemos resumir de la siguiente manera:

Los valores más altos en lo que respecta a nitrito (0,1 – 0,2 mg/l), nitrato (0,9 – 1,07 mg/l), amonio (0,6 – 1,2 mg/l) **están** presentes en los resultados dados en el último día de muestreo. Los valores de nitrito en los dos últimos muestreo sobrepasa los valores permisibles (< 0,1 mg/l), los valores de nitrato durante todo el muestreo **están** en el rango normal (0,5 – 4 mg/l) y el amonio en los tres últimos muestreos esta sobre los niveles normales permisibles (< 0,1 mg/l). (Gráficos # 1, 2, 3)

Gráfico # 1. MUESTREO Tq # 1

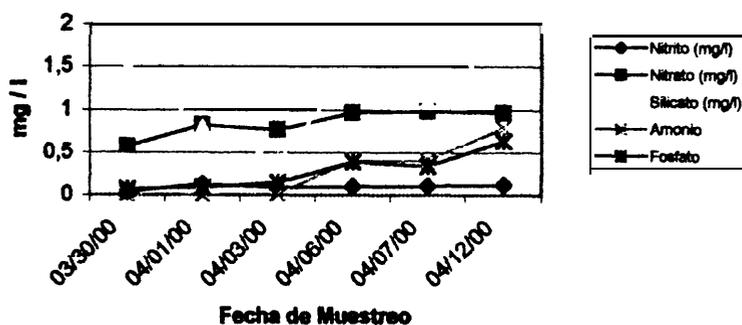


Gráfico # 2 MUESTREO Tq # 2

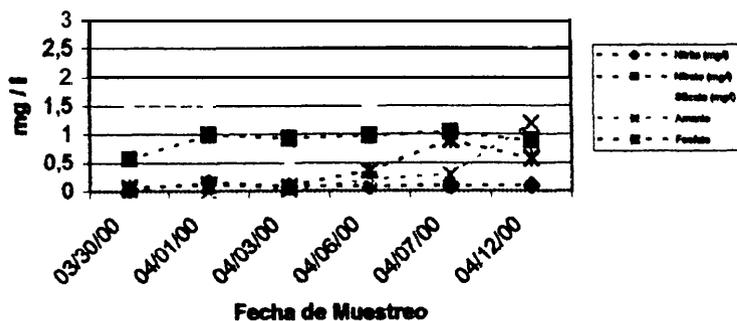


Gráfico # 3. MUESTREO Tq # 3



Los valores más altos de DBO (1 l 5 – 1606 mg/l) están el penúltimo día de muestreo y en los que respecta a los sólidos totales, el valor más alto está en el tercer día de muestreo, aunque la variación a lo largo de todos los

muestreos es leve y esta dentro de lo normal. (Gráficos # 4, 5, 6)

Grafico # 4. MUESTREO Tq # 1

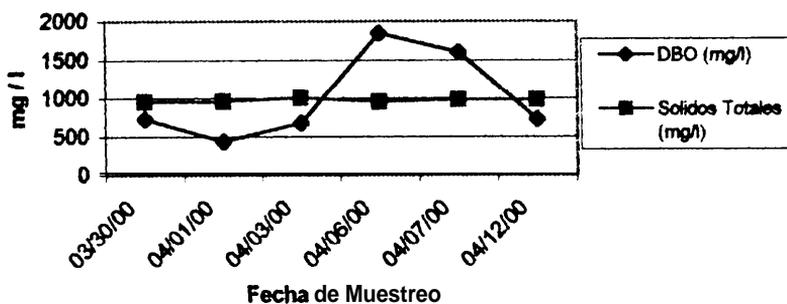


Grafico # 5. MUESTREO Tq 2

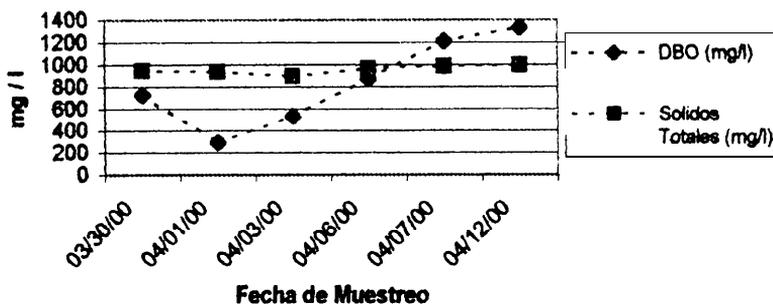
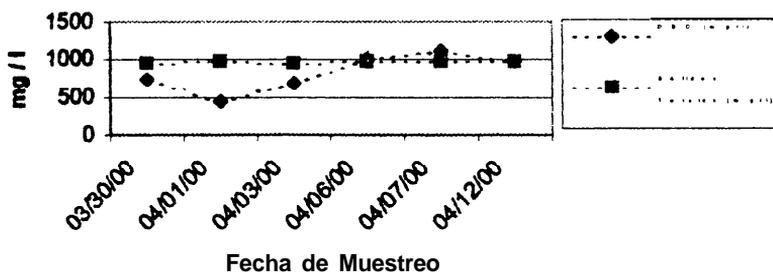


Grafico # 6. MUESTREO Tq # 3



1.6 CARACTERÍSTICAS DE UN LABORATORIO MODELO PARA EL DISEÑO DE UNA PLANTA DE TRATAMIENTO

Para el diseño de la planta de tratamiento de agua se tomará como referencia un laboratorio de larvas con una producción de 45'000.000 de larvas. Este laboratorio queda en Mar Bravo, Salinas, Península de Santa Elena.

El laboratorio está formado por 10 tanques para larvicultura de 25 toneladas cada uno. Las dimensiones de los tanques de larvas son 8 metros de largo, 2 metros de ancho y 2 metros de altura.

Los tanques de larvas estarán ubicados en pares compartiendo una misma pared central. (Anexo # 3). La separación entre pares de tanques es de 1,5 m. Los tanques de larvicultura **estarán** tapados por plásticos para evitar contaminación y pérdida de temperatura.

Además en el laboratorio podemos encontrar las siguientes áreas:

- Tanque reservorio de 120 m³.
- Departamento de algas, en donde se cultivan diferentes especies de  en sus primeras fases de producción (tubos, fiolas y carboys)

hasta llevarlas a masivos en tanques exteriores de 2 toneladas. Con una producción diaria de 10 toneladas.

- Departamento de **artemia**, las cuales son cultivadas en 10 cilindros cónicos de 0,5 toneladas.
- Área de embalaje, cuarto de bombas, cuarto del generador, **oficinas** y dormitorios.

La captación de agua salada es a **través** de un sistema de puntas. El suministro de agua a los tanques será a través un sistema de tubería proveniente de un reservorio.

El agua que vamos a tratar en la planta sera solo la proveniente de los tanques de larvicultura. No se tomará en cuenta el agua utilizada en el departamento de **artemia**, ni el agua dulce destinada para el uso del personal y para la limpieza de materiales.

Tomando en cuenta que en la metodología de trabajo de un laboratorio se deben realizar recambios diarios de agua, los cuales varían de 30 a 40 %. Esto significa que necesariamente debemos evacuar aproximadamente 10 toneladas de agua diaria por cada tanque lo que representa un total de 100 toneladas de agua. Además de este volumen hemos considerado un porcentaje de seguridad de 20% debido a posibles problemas de manejo que se pueda tener en la corrida.

Debido a que en los tanques de larvas presentan durante el recambio una malla (Anexo #4) que evita la salida de animales y además retiene elementos sólidos **tales** como balanceado, heces, restos de mudas, etc., ciertos procesos físicos fijos **tales** como rejilla, tamices, ya no serán necesarias dentro de la planta de tratamiento.

Los residuos sólidos que se retienen en los tanques serán evacuados por medio de un **sifón** realizado según el grado de suciedad del tanque. Los volúmenes de agua sifoneados son mínimos (200-500 l) que de igual manera pasarán por la planta de tratamiento. Los residuos sólidos producto del sifoneo serán separados del agua a través de una malla para luego ser secados y eliminados como desechos sólidos.

El agua producto del recambio diario será conducida a través de un canal de drenaje el cual recogerá el agua de los 10 tanques y la conducirá a la planta depuradora para su tratamiento. (Anexo # 5-6)

CAPITULO II.- DISEÑO CONCEPTUAL DE LOS PROCESOS

2.1 CRITERIO DE DISEÑO DE LOS PROCESOS

La **razón** del creciente interés en un sistema de recirculación para producción de camarones radica, por un lado, en obtener una calidad óptima de agua y por otro lado, tener un control general del agua en el sistema, además con la ventaja de no contribuir a la contaminación del medio.

El proceso de tratamiento de agua comprende la eliminación física de los sólidos suspendidos (materia orgánica), reducción del **DBO₅**, oxigenación, eliminación de metabolitos, de agentes patógenos, químicos y contaminantes; obteniendo así los parámetros óptimos **del** agua para la producción de larvas.

La naturaleza de los desechos producidos en un cultivo de larvas de camarón hace indispensable el uso de unidades de tratamiento compactas con procesos como la remoción de sólidos suspendidos (decantación) y de los niveles de amonio (filtro biológico) para poder emplear un sistema de recirculación.

Los parámetros más críticos en larvicultura son amonio no ionizado (amoniac), oxígeno disuelto, nitrito, pH, temperatura, y metales pesados. Solo con un seguimiento durante la producción a través de un monitoreo continuo se puede asegurar que los parámetros se encuentren dentro de los límites.

Los procesos considerados a utilizar para la planta de tratamiento son:

2.1.1 Decantación física

Mediante la decantación podemos eliminar los sólidos en suspensión ya que estas sustancias no son retenidas por las mallas debido a su finura o densidad. La diferencia de densidades entre las partículas y el fluido causa que las partículas se precipiten.

La velocidad de asentamiento de las partículas está dada por la ley de Stokes:

$$v_c = \frac{gd^2(\rho_p - \rho_f)}{18\mu}$$

Donde:

v_c = velocidad de asentamiento de la partícula (m/s)

g = aceleración de la gravedad (m/s²)

d = **diámetro** efectivo de la partícula (m)

ρ_p = densidad de la partícula (kg/m³)

ρ_f = densidad del líquido (kg/m³)

μ = viscosidad dinámica (N.s/m²)

La retención de una masa de agua o la reducción de la velocidad de la misma por un tiempo limitado permite que ciertas partículas se sedimenten haciendo posible el proceso de decantación eliminando así un 50 a 60% de las materias en **suspensión** del agua a tratar (Uralita, 1996). Estas partículas al sedimentarse arrastran con sigo bacterias reduciendo entre un 25 a 40% de la **DBO₅** del agua.

2.1.2 Decantación química

La decantación química se puede definir como la adición de reactivos al agua que se va a filtrar, ocasionando una reacción **química** que produce compuestos insolubles. Este material insoluble se asienta por sedimentación. (Wheaton, 1977)

Mediante la precipitación química, es posible eliminar **del 80 al 90%** de los sólidos en suspensión, **del 70 al 80%** de la **DBO₅**, y **del 80 al 90%** de las bacterias. (Metcalf & Eddy, 1995)

Se emplea la decantación física - química en conjunto con la finalidad de mejorar el rendimiento **del** decantador y así eliminar totalmente todo tipo de material en suspensión.

2.1.3 Filtro biológico

Los filtros **biológicos** se ubican en el grupo de los filtros convertidores de sustancias, es decir que permiten transformar un componente presente en **el** agua que es perjudicial para el cultivo en otro componente inocuo para el mismo.

El filtro biológico usualmente consiste en una fase sólida porosa que permiten el crecimiento de las bacterias nitrificantes. Las bacterias extraen oxígeno, nutrientes del agua que pasa a través de la fase **sólida**.

Para nuestro caso en particular el principal propósito del filtro biológico es la conversión del amonio no ionizado (NH_3) en nitrito y el nitrito en nitrato.

El amoniaco secretado por los organismos acuáticos es oxidado en nitrato por la acción de bacterias quimioautotróficas *Nitrosomonas* y *Nitrobacter*, que transforman NH_3 en NO_2^- y NO_2^- en NO_3^- , respectivamente, conforme a las siguientes ecuaciones:

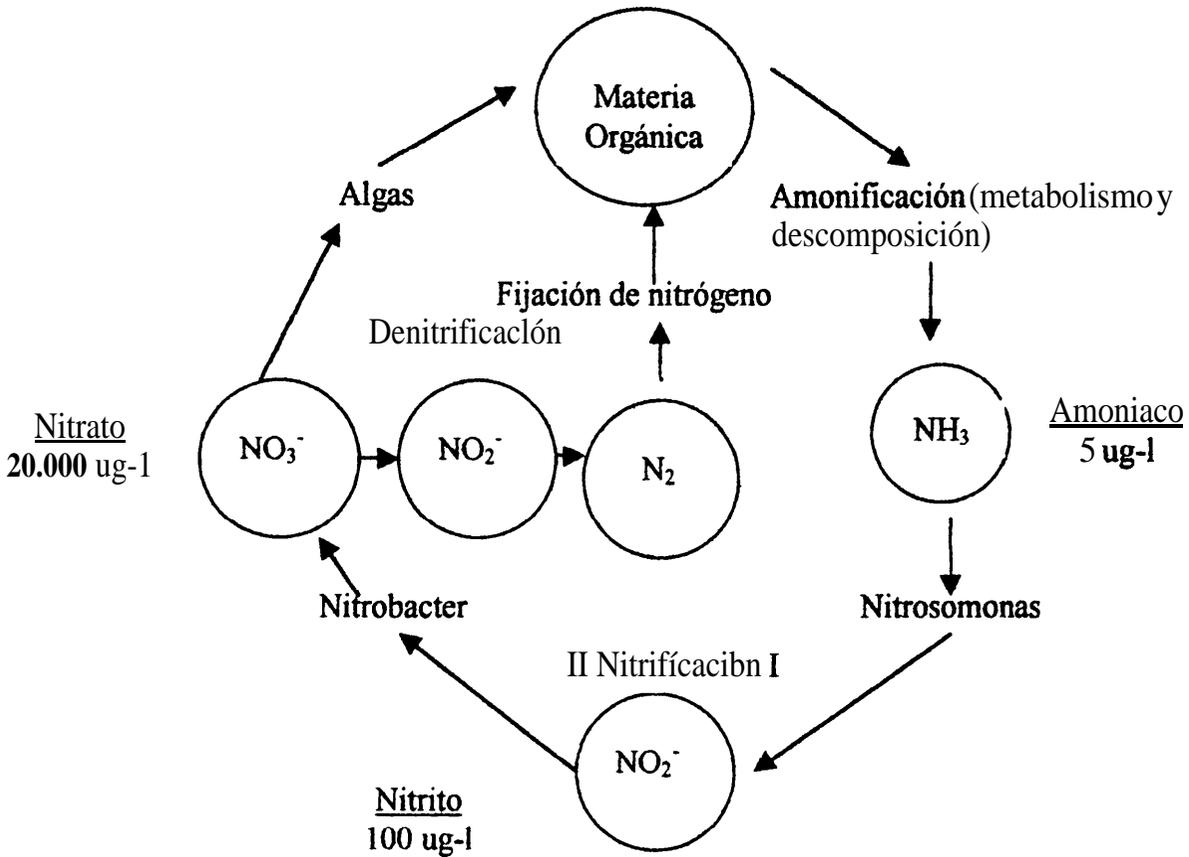


Nitrosomonas



Nitrobacter

Para mayor entendimiento del ciclo del nitrógeno en el agua, presentamos un esquema (figura # 1):



2.1.3.1 Tipos de filtración biológica

La filtración biológica puede hacerse con:

- 1. Filtros rápidos.** Los medios filtrantes de estos **biofiltros** pueden ser de 4 tipos:

- Lechos de arena sola de capa fina de alrededor de 0,5 m de **tamaño** efectivo y 1,6 de coeficiente de uniformidad, con profundidad de 0,6 a 0,75 m. Las cargas superficiales en estos casos, deben ser del orden de los $120 \text{ m}^3/\text{m}^2/\text{d}$.
- Lechos mixtos de arena y antracita de 0,5 m de profundidad de antracita entre 0,9 y 1,2 mm de **tamaño** efectivo y 1,4 a 1,6 de coeficiente de uniformidad, sobre 0,25 a 0,3 m de arena de 0,5 a 0,6 mm de **tamaño** efectivo y de 1,5 a 1,7 de coeficiente de uniformidad. Pueden trabajar con velocidades de 240 a $300 \text{ m}^3/\text{m}^2/\text{d}$.
- Lechos de antracita sola profunda de 1,2 a 1,6 m de profundidad y tamaños medios entre 1.4 y 2.4 mm Pueden trabajar con velocidades de hasta $400 \text{ m}^3/\text{m}^2/\text{d}$.
- Lechos de carbón activado granular de 0,75 m de profundidad, con **tamaño** efectivo de 0,5 a 0,9 mm con coeficiente de uniformidad de 1,4 y 1,6 y velocidad de filtración entre 120 a $240 \text{ m}^3/\text{m}^2/\text{d}$.

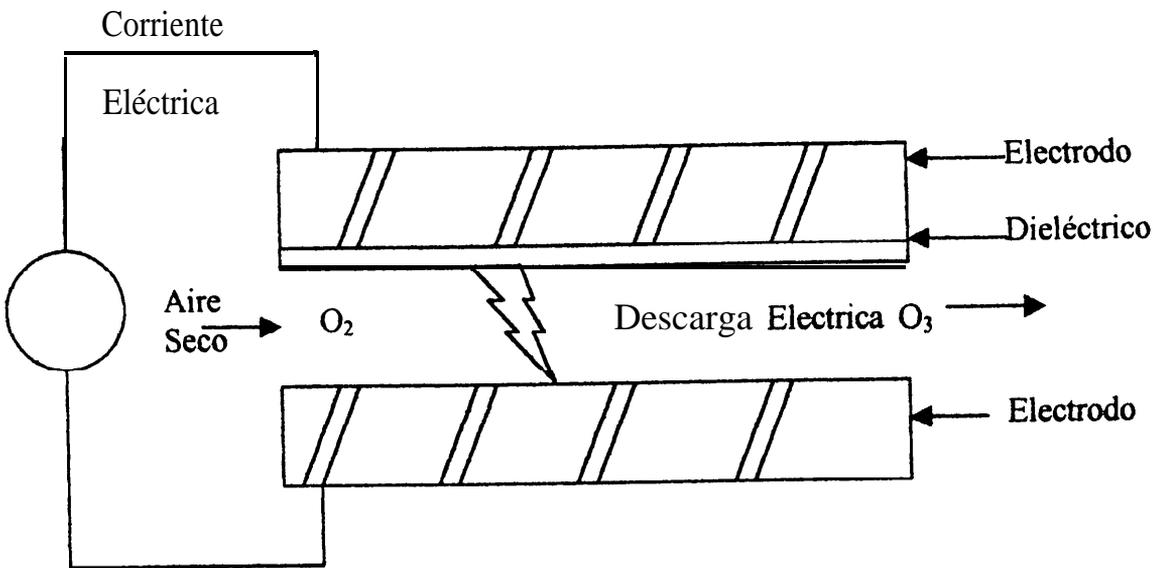
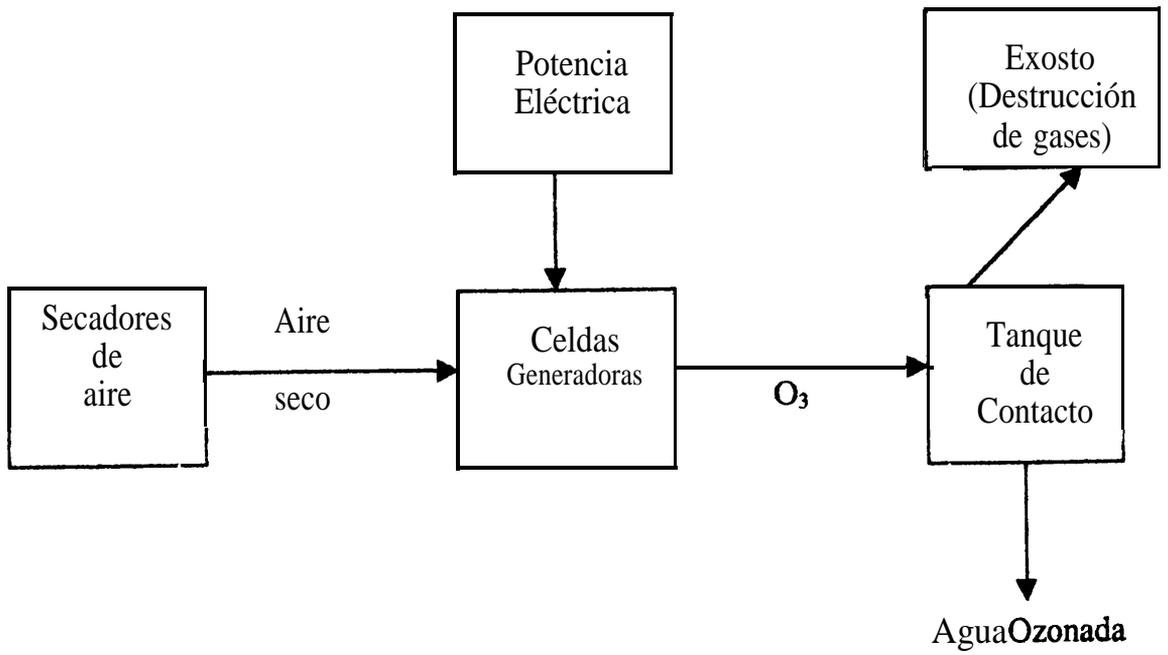
2. **Filtros lentos.** El lecho utilizado para estos filtros esta formado solo de arena:

- El lecho **más** fino debe ser de **1,59** mm o **2,12** mm. La arena esta constituida por un lecho de **0,9** a **1,2** m de granos finos de **0,15** a **0,30** de **tamaño** efectivo y de **1,5** a **2,5** de coeficiente de uniformidad, mas frecuentemente de **1,8** a **2**. La filtración lenta tiene ratas menores a **12 m³/m²/d.**

2.1.4 Ozono

El ozono, una **molécula** triatómica de oxígeno (O_3), se forma a partir del aire, o del oxígeno puro (O_2), al hacer circular una corriente de alto voltaje entre dos electrodos separados por espacio reducido, ocasionando la excitación de la molécula de oxígeno descomponiéndose a oxígeno atómico (O^{\cdot}), la colisión de estos átomos de oxígeno atómico da a la formación de ozono.

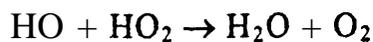
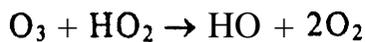
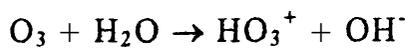
A continuación presentamos un esquema (figura # 2) sobre la generación de ozono:



Detalle de las celdas generadoras

El ozono es un oxidante extremadamente reactivo y es utilizado en la desinfección de las aguas por su efectividad en la destrucción de bacterias y virus. A concentraciones de 0,1- 0,5 mg/l durante cinco-quince segundos elimina las bacterias, la mayor parte de las esporas, fitoplancton, larvas de insectos, crustáceos y larvas de peces (Coll Morales, 1982). La ozonización continuada eleva el potencial de oxidación-reducción, causa **daños** en la célula y reduce sustancias deletéreas (detergente y herbicidas)

Las reacciones debidas al ozono que se producen en el agua son las siguientes:



Los radicales libres que se generan, el HO_2 y el HO , tienen gran poder oxidante, son **los responsables** de la acción desinfectante del proceso. Estos radicales libres también tienen suficiente capacidad oxidante como para hacer **reacción** con otras impurezas presentes en las soluciones acuosas.

El ozono es altamente tóxico, pero debido a que se disipa rápidamente en el agua, sin dejar residuos, no será peligroso para los organismos que se cultiven posteriormente en ella. La velocidad con que el ozono se desintegra en el agua se puede calcular con la siguiente ecuación:

$$\log \frac{C_0}{C} = \alpha(t - t_0)$$

Donde:

C_0 = Concentración de ozono aplicada

C = Concentración **después** del tiempo t

t = Tiempo

t_0 = Tiempo inicial

Según Harris (1972) las dosis de ozono necesarias para desinfectar el agua cambian según la calidad de estas así:

1. Aguas subterránea de buena calidad con baja turbiedad y contenido mineral. *0,25 a 0,5 mg/l*
2. Aguas superficiales de buena calidad **bacteriológica** y el ozono aplicado después de la **filtración**. *2 a 4 mg/l*
3. Aguas superficiales contaminadas y con el ozono aplicado después de la **filtración**. *2,5 a 5 mg/l*

2.2 CALCULOS DE LOS PROCESOS UNITARIOS

2.2.1 Datos de dimensionamiento

Numero de tanques:	10
Capacidad de tanques:	25 ton
Porcentaje de recambio diario:	40 %
Volumen de recambio:	10 ton/tq/día
Porcentaje de seguridad (*):	20 %
Volumen total de recambio:	120 ton/día

(*) Porcentaje de seguridad debido a posibles problemas de manejo.

2.2.2 Sistema de drenaje

El sistema de drenaje consiste en el canal de **desagüe** de concreto que tiene las siguientes dimensiones:

Largo:	30 m
Ancho:	1.5 m
Altura:	1 m
Pendiente:	1:100

2.2.3 Fases de la planta de tratamiento

La planta de tratamiento a instalar constará de las siguientes fases:

2.2.3.1 Piscina de decantación

Los cálculos para la fase de decantación son los siguientes:

1. Volumen de decantación primaria

El Volumen de decantación primaria está dado por la siguiente ecuación:

$$V= Q*Tr$$

Donde:

V= Volumen de decantación (m³)

Q= Caudal a tratar (m³/h)

Tr= Tiempo en retención (h)

El volumen a tratar para nuestro calculo es de 120 m³. El tiempo de retención fue escogido según las recomendaciones de la siguiente **tabla**:

Tabla # 7. Tiempo de retención para decantación

Decantación primaria	Velocidad a caudal máximo		
	Valor mínimo	Valor típico	Valor máximo
Tiempo de retención para caudal medio	1.5 h	2.00 h	3.00 h
Tiempo de retención para caudal máximo	1.00 h	1.5 h	2.00 h

Fuente: Uralita

$$Q = 120 \text{ m}^3 / * 3\text{h}$$

$$Q = 40 \text{ m}^3/\text{h}$$

$$Q = 40 \text{ m}^3/\text{h}$$

$$Tr = 3 \text{ h}$$

$$V = 120 \text{ m}^3$$

2. Superficie de decantación

La superficie de decantación esta dada por la formula:

$$S = Q/v$$

Donde:

S= Superficie de decantación en m²

Q= Caudal a tratar m³/h

v= Velocidad ascensional m/h

El valor de la **velocidad** ascensional se lo obtuvo de la siguiente tabla:

Tabla # 8. Velocidad ascensional en decantadores

Decantación Primaria	Velocidad a caudal medio		
	Valor Mínimo	Valor Típico	Valor Máximo
Decantadores circulares	1.00 m/h	1.50 m/h	2.00 m/h
Decantadores rectangulares	0.80 m/h	1.30 m/h	1.8 m/h

Fuente: Uralita

v= 0.8 m/h

S= 50 m²

Q= 40 m³/h

3. Relaciones dimensionales

La relación entre longitud, altura y ancho de un decantador rectangular variará dependiendo del volumen de agua a tratar.

De acuerdo a estas relaciones entre los valores dimensionales del decantador y del caudal a tratar diariamente, las dimensiones del decantador serán para poder soportar 120 toneladas de agua en el mismo instante.

Tomando en cuenta los valores calculados de la superficie y volumen de decantación se puede obtener el valor de la altura de la piscina de decantación siendo esta:

$$h = V/S$$

h = altura del decantador (m).

V = volumen del decantador (m³).

S = superficie del decantador (m²).

$$h = \frac{120 \text{ m}^3}{50 \text{ m}^2}$$

$$50 \text{ m}^2$$

$$h = 2.4 \text{ m}$$

De donde el ancho y largo del decantador son:

$$A = 5 \text{ m}$$

$$L = 10 \text{ m}$$

Los residuos colectados de los tanques de larvas caerán por gravedad al decantador, el cual esta debajo del nivel del suelo. Para la construcción la altura será de 2.8 mts, es decir se dejara 0.4 mts de espacio libre. (Anexo 7)

2.2.3.2 Filtro Biológico

Tomando en cuenta el volumen de agua a tratar (110 m³) y el tiempo que tenemos disponible se ha decidido utilizar el filtro biológico rápido (2.1.3.1) con lecho de carbón activado. Este tipo de filtro tiene una velocidad de 120 - 240 m³/m²/d.

Para nuestros cálculos consideraremos 180 m³/m²/dia la velocidad de filtración.

El caudal que va a caer al filtro desde la bomba que toma el agua del sedimentador va a ser de 4 lts por segundo durante 7 horas, 38 minutos, 20 segundos. Estos datos nos servirán para determinar el **area** del filtro.

180 m ³ /m ²	24 h.
X = 57,2916m³/m²	7,63888h.

De donde:

$$\frac{57,2916 \text{ m}^3}{110 \text{ m}^3} = \frac{x}{1.92 \text{ m}^2}$$

La superficie de nuestro filtro será de 1.92 m^2 (1.39×1.39). (Anexo 8)

Datos del filtro

Tipo de medio: Carbón activado

Diámetro del medio: 0,5 - 0,9 mm

Area de superficie específica: 1.92 m²

Profundidad del filtro: 0,75 m

2.2.3.3 OZONO

Debemos incorporar el ozono al agua hasta alcanzar las concentraciones deseadas en el agua a tratar. Como vehículo usamos aire con una concentración determinada de

ozono que aplicamos al agua a través de un eyector "Venturi" (Anexo #9) bajo presión que permitirá el borboteo.

Normalmente las relaciones de concentración son de 10 g. O^3/m^3 aire para obtener 1 g. O^3 /m^3 de agua; es decir 100 lts de aire ozonizado por cada m^3 de agua.

Nosotros para la dosificación tomaremos como referencia lo enunciado por Harris (1972), los valores mínimos para una agua de buena calidad es de 0,25-0,5 mg/l. La cantidad total de gramos de ozono por hora estará dada por:

$$\text{Cantidad de } O^3 \text{ por } m^3 \text{ de agua} = \text{Dosificación de } O^3$$

$$0,25\text{mg/l} * 1000 \text{ l}/m^3 * 1 \text{ g} /1000\text{mg} = 0,25 \text{ g}/m^3$$

Agua a tratar por hora = Volumen total/tiempo de recuperación de nivel

$$120 \text{ m}^3 / 5 \text{ h} = 24 \text{ m}^3/\text{hora}$$

Cantidad O^3 generada por hora = Dosificación*Agua a tratar por hora

$$0,25 \text{ g}/m^3 * 24 \text{ m}^3/\text{h} = 6 \text{ g/h}$$

Con estos datos obtenemos que el modelo de Generador de ozono más apropiado para cumplir nuestros requerimientos es el Neptuno V instalado en paralelo en número de tres a un solo inyector (Anexo #10). Las características de un generador Neptuno V son:

Tabla # 9 Características de un Generador Neptuno V

Aplicación principal	Dimensión cm	Material Mueble	Consumo wats/hora	mg O³/hora
Agua	61x41x25	Poliester	54	2000

2.3 CALCULO DE LAS UNIDADES DE BOMBEO

Diseño de la Unidad de Bombeo

Para la instalación de la planta, el laboratorio necesitara una nueva bomba, que servirá para vaciar el sedimentador y pasar esa agua al filtro.

Las necesidades que la bomba debe satisfacer son las siguientes:

- Volumen necesario diario = 110 m³
- Tiempo de bombeo = 7 h. 38 m. 20 s./día
- Caudal requerido = 0.004 m³ / s
- Longitud de la tubería de succión = 3 m
- Σ perdidas en la succión y descarga = 5m (**)
- Peso específico del agua = 1000
- Diámetro de la tubería = 0.0508m
- Area de la tubería = 0.002026828 m²

Con estas especificaciones se recomienda el uso de una bomba Jacuzzi, monofásica de 2 hp.

2.4 DIAGRAMA DE FLUJO DE LOS PROCESOS

El diagrama de flujo de los procesos (anexo # 11) presenta un esquema en secuencia de todas las estructuras y equipos que utilizará la planta de tratamiento propuesta.

2.5 VIDA UTIL DE LAS INSTALACIONES

La vida útil de este sistema de depuración de agua dependerá básicamente del mantenimiento que se le pueda dar. Este mantenimiento es similar al que normalmente se le hace a las demás instalaciones del laboratorio.

El sedimentador debe ser cubierta con pintura epóxica o recubierta de liner para aumentar su vida util (Anexo 12), similar a lo que se hace con los tanques reservorios y de larvicultura. Luego de cada uso debe asearse el fondo con los sedimentos mediante el uso de chorros fuertes de agua dulce hasta dejar completamente limpio el tanque.

Las tuberías de pvc deben ser limpiadas y desinfectadas en los días de secado igual que las demás tuberías de producción, básicamente con concentraciones diluidas de cloro y ácido.

La bomba al igual que los otros equipos deben tener un lapso de tiempo determinado entre cada mantenimiento, con el fin de revisar las partes mecánicas y eléctricas, evitando posibles daños cuando este en funcionamiento.

El filtro biológico debe tener un trato especial, su limpieza será después de su uso con agua limpia de mar por un tiempo limitado ya que tiempos prolongados de **lavado** pueden causar el desprendimiento de las bacterias fijadas al sustrato. Al termino de la corrida (12 días de filtración) el **sustrato** debe quedar completamente limpio, y así dejarlo listo para la fijación de nuevas bacterias.

Para el mantenimiento y el uso del ozonificador se tomarán las especificaciones del fabricante.

CAPITULO III .- RESULTADOS Y EVALUACION

3.1 Descripción evaluativa

El agua de los tanques de producción pasa al sedimentador mediante el canal de drenaje y pasa directamente al sedimentador. El sedimentador presenta una pendiente 1: 1 00 para facilitar el drenaje para la limpieza final del tanque a través de un orificio de salida de 4 pulgadas.

El tiempo que estará en reposo el agua a tratar en el decantador será de 3 horas, luego se empezará a desalojar por medio de una bomba. El flujo de bombeo será de aproximadamente 4 litros por segundo, considerando este caudal lento para evitar la suspensión de las **partículas** sedimentadas en el momento de desalojar el agua. El volumen a desalojar será de 110 toneladas, ya que **fas** otras **10** toneladas quedaran en el tanque con **los**

sedimentos precipitados. El agua faltante deberá ser bombeada desde el mar.

El agua será bombeada por medio de una tubería de 2 pulgadas de diámetro que estará a una altura de 0.20 mts. y pasara directamente al filtro biológico que estará a una altura de 5 metros. (Anexo # 7)

El tiempo en desalojar será:

$$110.000 \text{ lts} \times \text{seg.} / 4 \text{ lts.} = 27500 \text{ seg} = 7 \text{ h, } 38 \text{ m, } 20\text{s.}$$

El filtro esta **diseñado** para que por el pase un caudal de 0,004 m³/s y no exista problema de un posible taponamiento. A medida que esta vaciando el sedimentador el agua pasara por el filtro.

El agua será colectada y pasara por gravedad a través de una tubería de 4 pulgadas al reservorio. La ozonificación se lleva a cabo en el momento que el agua pasa del reservorio hacia los tanques de larvicultura.

Por ejemplo se da una sedimentación en los tanques de producción con el objetivo de eliminar por medio de un sifón las partículas del fondo para lo cual se deje previamente sin aire el tanque.

Tambien se da una **pequeña** filtración, esta se da en el momento de bajar nivel ya que **partículas** quedan fijadas en las mallas utilizadas.

Una alternativa es el uso del cloro, método que muchos laboratorios lo usan para desinfectar el **agua** tomada **del** mar, neutralizado con thiosulfato de sodio.

Por ejemplo se da una sedimentación en los tanques de producción con el objetivo de eliminar por medio de un **sifón** las partículas del fondo para lo cual se deje previamente sin aire el tanque.

Tambien se da una **pequeña** filtración, esta se da en el momento de bajar nivel ya que **partículas** quedan fijadas en las mallas utilizadas.

Una alternativa es el uso **del** cloro, método que muchos laboratorios **lo** usan para desinfectar el agua tomada del mar, neutralizado con thiosulfato de sodio.

externa del mar, eventos con los cuales no se podría bombear, ni realizar recambios de agua.

- El mantenimiento de cada uno de los procesos unitarios es sencillo, así como su manejo y limpieza.
- La implementación de un sistema de recirculación representa un costo, que los laboratorios no estarían dispuestos a pagar, ya que les resulta mejor seguir tomando el agua para renovación directamente del mar.
- El sistema de recirculación no es completamente cerrado, ya que se debe reponer diariamente 10 m^3 de agua desechada producto de la decantación.

externa del mar, eventos con los cuales no se podría bombear, ni realizar recambios de agua.

- . El mantenimiento de cada uno de los procesos unitarios es sencillo, así como su manejo y limpieza.
- La implementación de un sistema de recirculación representa un costo, que los laboratorios no estarían dispuestos a pagar, ya que les resulta mejor seguir tomando el agua para renovación directamente del mar.
- El sistema de recirculación no es completamente cerrado, ya que se debe reponer diariamente 10 m³ de agua desechada producto de la decantación.

- El sistema de recirculación está diseñado para el agua de los tanques de larvicultura, no se debe considerar el agua desechada por los departamentos de algas cuya agua sale con elevados niveles de amonio por el tiempo en cultivos masivos; y el agua proveniente del departamento de **artemia**, debido a las cantidades de químicos (Soda **caústica**, Cloro, etc) que se utilizan.
- Una manera de optimizar el sistema es tratar de usar la mayor parte del tiempo la planta de tratamiento, por ejemplo el sedimentador y el filtro; podríamos dimensionar el sedimentador y el filtro para 60 m^3 , dando una baja en los costos, pero esto implica cambiar el sistema de manejo en el laboratorio, es decir trabajar 5 tanques en la **mañana** y otros 5 tanques en la noche.
- Se debe monitorear la eficiencia del filtro, estableciendo la cantidad de amonio del agua entrante al filtro biológico y la cantidad de amonio del agua saliente. De esta manera podemos saber que está cumpliendo el propósito de planta de tratamiento.
- Se debe tener en cuenta que la adición de ozono (**O₃**) produce peróxidos (I-3202) en el agua, los cuales en concentraciones mayores a 100 mg/l **podrían** dar como resultado un ambiente tóxico para los organismos cultivados.

Anexos

Anexo # 1

COMPOSICIÓN DEL MEDIO GUILLARD F/2

MACRONUTRIENTES

Na NO ₃	75	mg
N a H ₂ PO ₄ . H ₂ O	5	mg
Na ₂ SiO ₃ . 9 H ₂ O	15-30	m g

METALES TRAZAS

Na ₂ EDTA	4,36	mg
FeCl ₃ . 6 H ₂ O	3,15	mg
Cu SO ₄ . 5 H ₂ O	0,01	mg
Zn SO ₄ . 7 H ₂ O	0,022	mg
co Cl ₂ . 6 H ₂ O	0,01	mg
Mn Cl ₂ . 4 H ₂ O	0,18	mg
Na ₂ Mo O ₄ . 2 H ₂ O	0,006	mg

VITAMINAS

Tiamina HC 1	0,1	mg
Biotina	0,5	ug
B12	0,5	ug

Nota: Para un litro de agua.

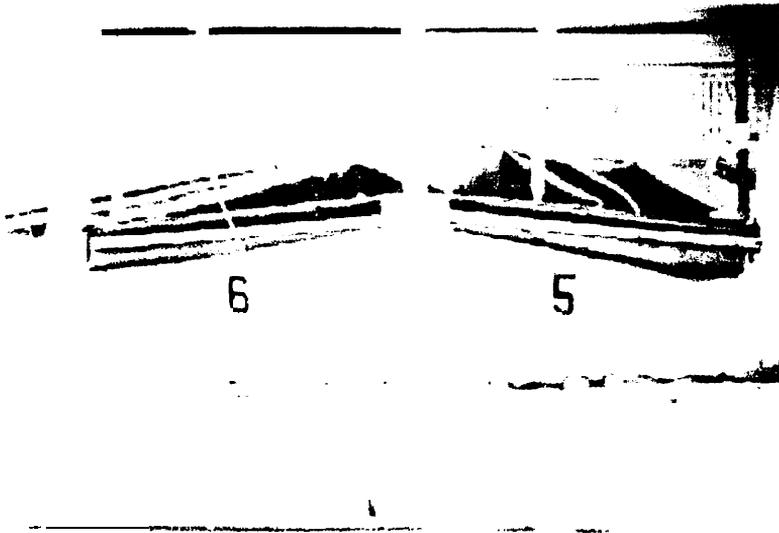
Anexo # 2

Tanque # 1							
Fecha	Nitrato (mg/l)	Nitrato (mg/l)	Silicato (mg/l)	Amonio	Fosfato	DBO (mg/l)	Solidos Totales (mg/l)
03/30/00	0,04	0,58	1,5	0,01	0,07	729	950
04/01/00	0,13	0,83	0,8	0,001	0,09	441	957
04/03/00	0,09	0,77	0,4	0,01	0,15	679	1006
04/06/00	0,1	0,97	1,5	0,4	0,39	1848	355
04/07/00	0,11	0,99	1,1	0,4	0,34	1900	983
04/12/00	0,12	0,97	1,8	0,8	0,64	730	982

Tanque # 2							
Fecha	Nitrato (mg/l)	Nitrato (mg/l)	Silicato (mg/l)	Amonio	Fosfato	DBO (mg/l)	Solidos Totales (mg/l)
03/30/00	0,04	0,58	1,5	0,01	0,07	729	950
04/01/00	0,15	1	1,5	0,01	0,12	293	940
04/03/00	0,09	0,94	0,5	0,03	0,08	535	898
04/06/00	0,09	0,98	1,6	0,2	0,37	876	969
04/07/00	0,1	1,04	1,9	0,3	0,91	1217	991
04/12/00	0,1	0,9	2,4	1,2	0,59	1333	999

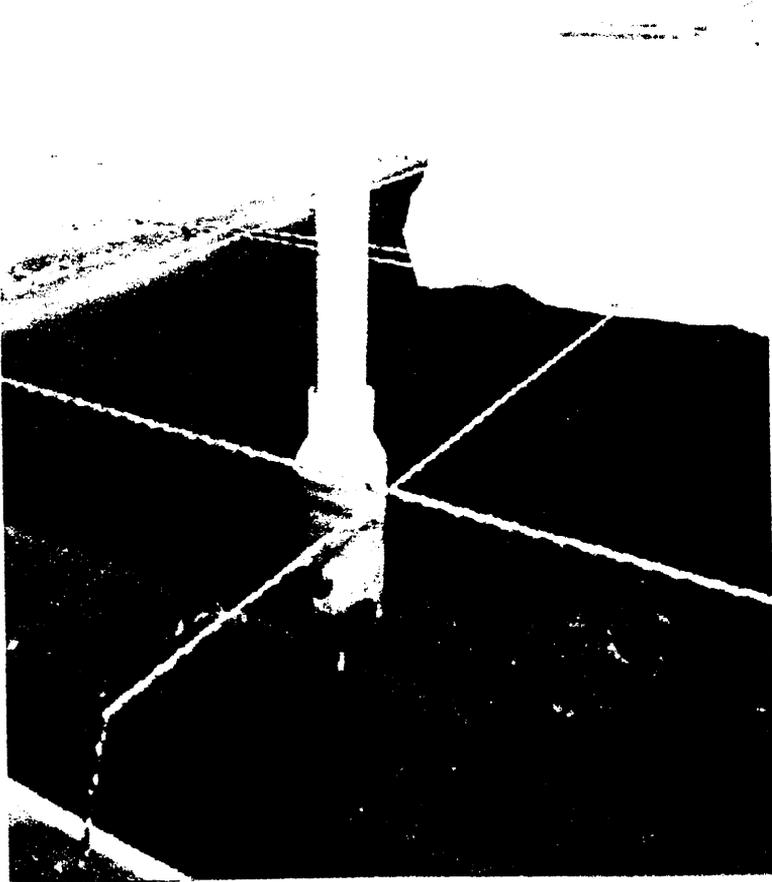
Tanque # 3							
Fecha	Nitrato (mg/l)	Nitrato (mg/l)	Silicato (mg/l)	Amonio	Fosfato	DBO (mg/l)	Solidos Totales (mg/l)
03/30/00	0,04	0,58	1,5	0,01	0,07	729	950
04/01/00	0,18	0,63	0,7	0,01	0,22	441	978
04/03/00	0,17	0,66	0,7	0,03	0,25	679	943
04/06/00	0,1	0,81	1,4	0,3	0,39	1005	977
04/07/00	0,12	1,07	1,8	0,4	0,47	1115	995
04/12/00	0,11	1,07	2,1	0,6	0,48	972	970

Anexo # 3



Tanques de Producción de Larvas

Anexo # 4



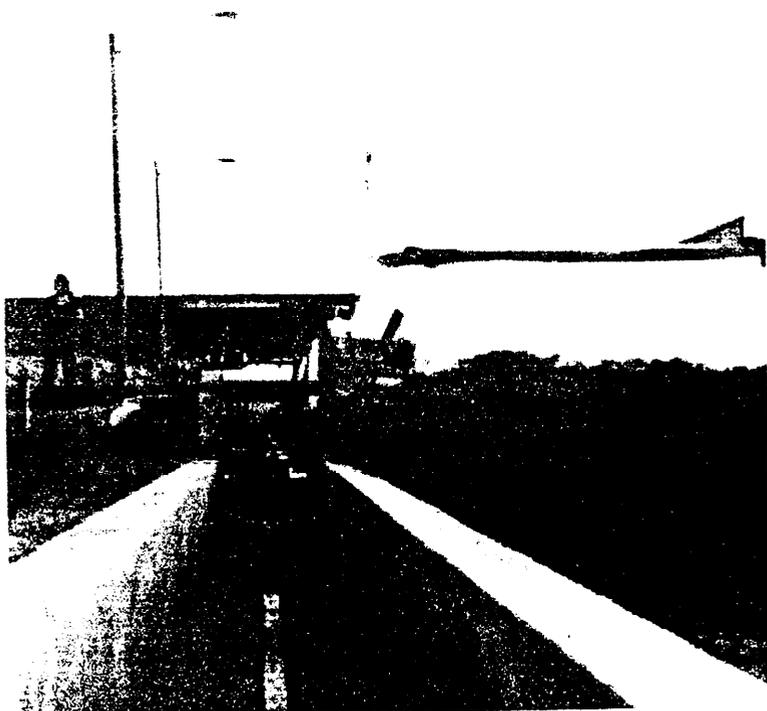
Filtro para Recambio de Agua

Anexo # 5



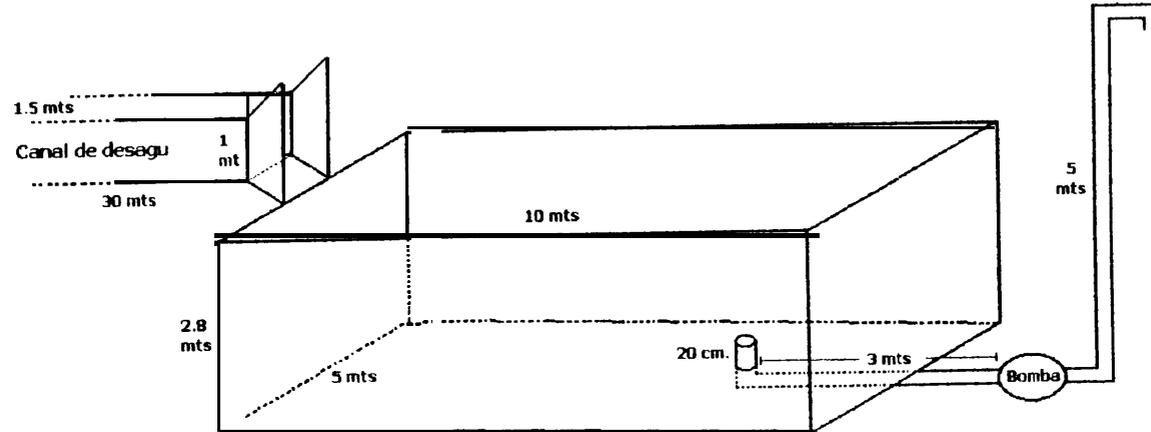
Canal de Drenaje

Anexo # 6



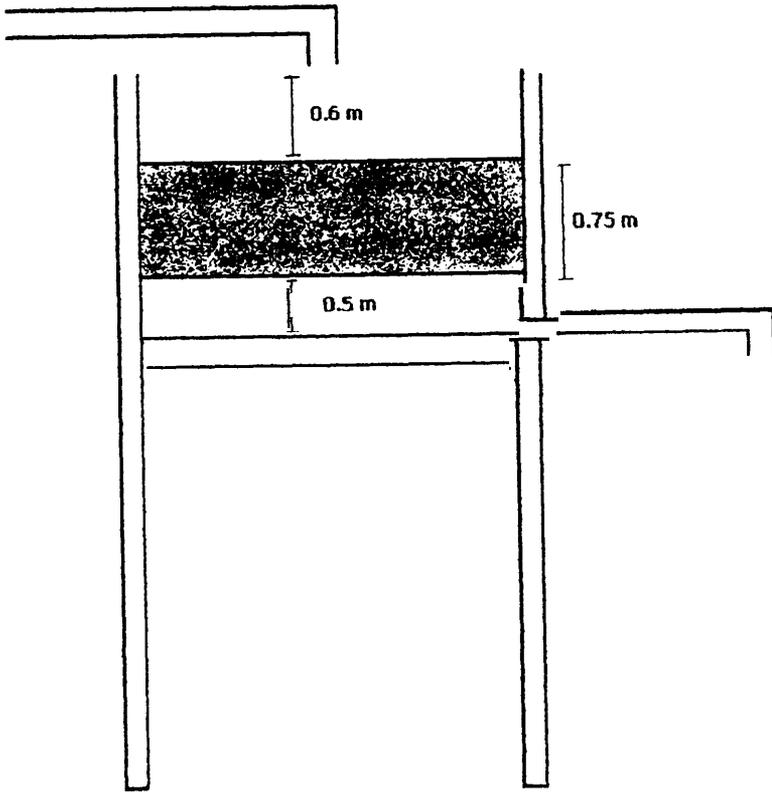
Canal de Drenaje

Anexo # 7



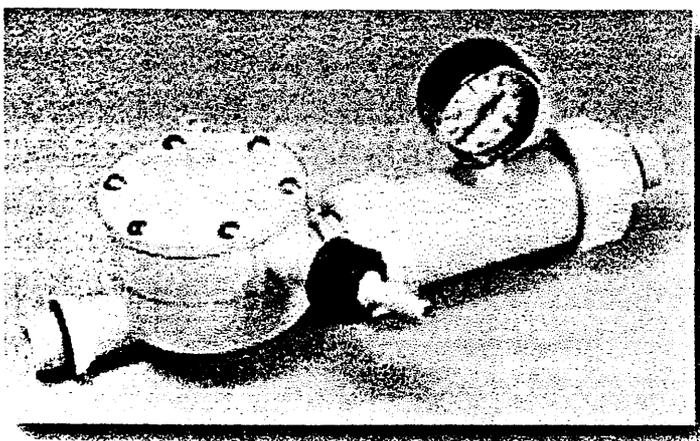
Sedimentador

Anexo # 8



Esquema del Filtro Biológico

Anexo # 9



Eyector Venturi

Anexo # 10



Generadores de Ozono Neptuno V

Anexo # 11

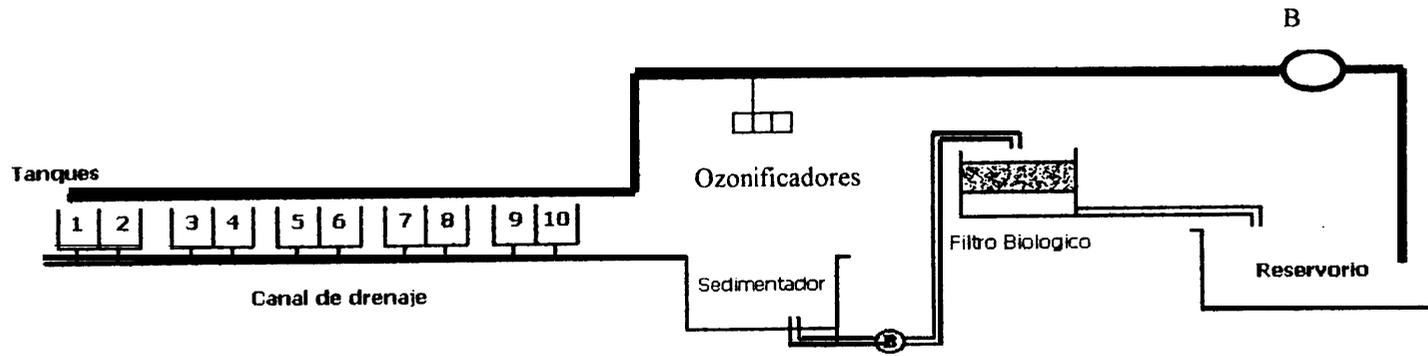
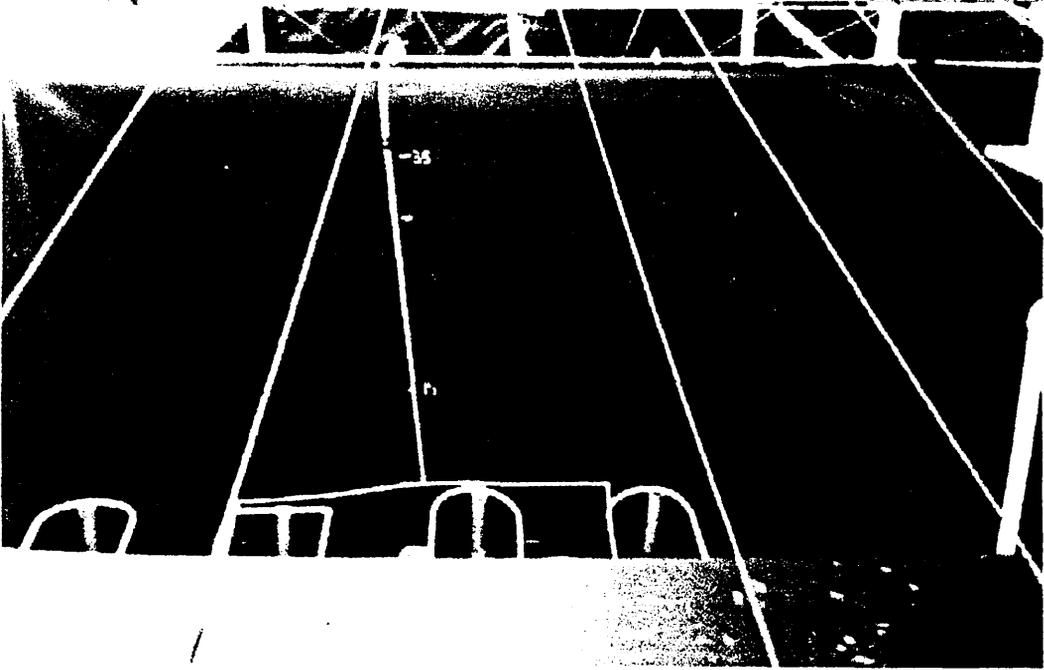


Diagrama de Flujo de los Procesos

Anexo # 12



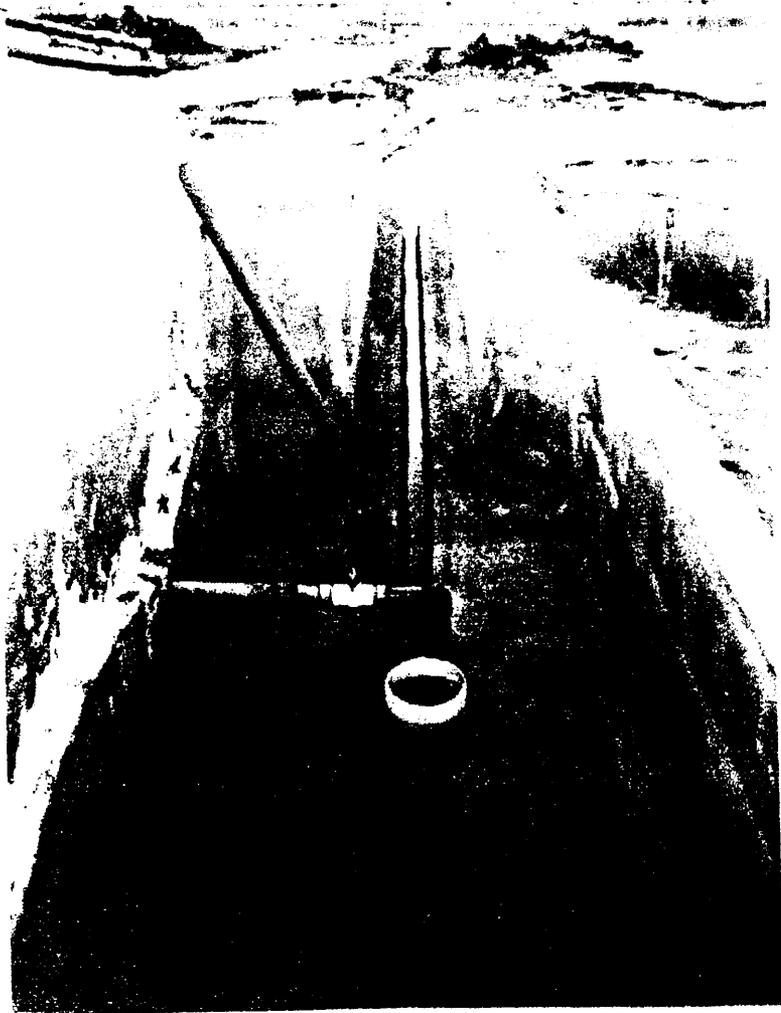
Recubrimiento de Liner

Anexo # 13



**Desagüe General de los Laboratorios de Larvas
(Mar Bravo)**

Anexo # 14



**Desagüe General de los Laboratorios de Larvas
(Mar Bravo)**

BIBLIOGRAFIA

- **Arboleda Jorge**, Teoría y Practica de la Purificación del Agua, 3era. Edición, Editorial **Mc Graw Hill**, Tomo II, 2000.
- **Arellano Edgar Ph.D.** Guías técnicas en el cultivo de larvas de camarón, ESPOL, 1990
- **Barg U.C.**, Orientación para la promoción de la ordenación medio ambiental del desarrollo de acuicultura costera, FAO Documento Técnico de Pesca No. 328, Roma, 1994.
- **Cámara Nacional de Acuicultura (CNA)**, Revista del mes de Enero-febrero 1998.
- **Drs. Gr. Lernout Y A. F. De Bont**, Larvicultura y Artemia Training Course; Quality Of Brackish And Marine Water; Katholieke Universiteit Leuven; August 1993.
- **Espol**, Control de calidad de agua en criaderos, ESPOL, 1984.
- **Granvil D. Treece**, Cultivo de larvas de camarón, 1985.

- **Jasper S. Lee, Michael L. Newman**, Aquaculture and Introduction Interstate Publisher, INC, 1992.
- **Losordo Thomas M., Masser Michael P. and Rakocy James**, Recirculating aquaculture tank production systems "An overview of critical considerations", SRAC publication #451, 1998.
- **Masser Michael P., Rakocy James, and Losordo Thomas M.**, Recirculating aquaculture tank production systems "Management of recirculating system", SRAC publication # 452, 1999.
- **Uralita**, Manual de Depuradora, Madrid, 1995.
- **Vinatea Arana Luis**, Princípios químicos da qualidade da água em aquicultura, Ed. UFSC, 1997.