ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL

Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar

"Estudio de la factibilidad técnica y económica del cultivo de huayaipe (*Seriola rivoliana*) en piscinas con y sin geomembranas"

Tesis de Grado

Previa a la obtención del título de:

INGENIERÍA EN ACUICULTURA

Presentada por:

Nahum Armando Espinoza Sánchez

Eduardo Alberto Escala Pino

Guayaquil – Ecuador

2007

DECLARACIÓN EXPRESA

La responsabilidad por los hechos, ideas y doctrinas expuestas en este Proyecto de Grado corresponden exclusivamente a sus autores; y el patrimonio intelectual de la misma a la Escuela Superior Politécnica del Litoral.

(Reglamento de Exámenes y Títulos Profesionales de la ESPOL)

Nahum Armando Espinoza Sánchez

Eduardo Alberto Escala Pino

AGRADECIMIENTOS

Los autores desean agradecer a las siguientes personas e instituciones públicas y privadas por la ayuda en el desarrollo del presente trabajo:

- A nuestros respectivos padres: Jim Espinoza Orellana y María del Cisne Sánchez Aguirre; Dr. Eduardo Escala Guerra, y María Cristina Pino García, por siempre estar presente en nuestras vidas.

- A nuestras respectivas familias, por su cariño y apoyo brindado.

- A nuestro director de tesis Enrique Blacio G., M.Sc., por su gran ayuda en la elaboración de esta tesis, disponiendo de su conocimiento y tiempo; y por ser además de nuestro director, nuestro un amigo.

- A la Escuela Superior Politécnica del Litoral, por darnos una excelente educación.

- Al equipo de investigadores y técnicos de la Fundación CENAIM-ESPOL, que nos brindaron su ayuda en los análisis de muestras y recopilación de información.

- A nuestros compañeros de trabajo de la Estación Experimental Palmar: Ing. Daniel Chalén ("Colombiche") y Pedro Loor ("Pechugón"), por su apoyo durante el experimento.

- A Sandra Rodríguez, Consultora Técnica de Piscicultura, por su ayuda brindada en la elaboración de la tesis.

- Al personal que integra la Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar.

- A nuestros queridos amigos universitarios: Yamil del Salto ("El bobaso"), Fernando Pazmiño ("La rata"), Fernando López ("El drogo"), Ramón Peñafiel ("La tetona"), Roberto Trujillo ("Truckson"), Jean Castillo ("Mujer baca"), Juan Moreira ("El colorado"), Xavier Alvarado ("Morenita"), Verónica Vera ("Verito"), Federico Sinche, quienes siempre nos apoyaron en todo momento.

- A nuestros estimados profesores: Ing. Ecuador Marcillo, M.Sc. Jerry Landívar, Ing. Eduardo Cervantes, Blg. Jenrry Alvarez, Blg. Marcos Alvarez, y Ph.D. Marcelo Muñoz, por brindarnos sus conocimientos.

- A los estudiantes de la Universidad Estatal Peninsula de Santa Elena, de la carrera de biología marina; por el apoyo en los días de muestreo.

TRIBUNAL DE GRADUACIÓN

M.Sc. Jerry Landívar
Presidente del Tribunal

M.Sc. Enrique Blacio G.
Director de Tesis

Ing. Ecuador Marcillo G.
Miembro del Tribunal

Blgo. Marcos Álvarez
Miembro del Tribunal

DEDICATORIA

A mis padres Jim Espinoza y María del Cisne Sánchez; y hermanos Andrea, Roberto, Nicolás y Jiana Espinoza, por siempre estar a mi lado, y darme su amor y comprensión en todo momento de mi vida.

A mis muy amados abuelos Augusto Sánchez, Elvia Aguirre, Hugo Espinoza y Blanca Orellana, por brindarme amor, apoyo y experiencia; agradeciendo a Dios por aún tenerlos vivos.

A toda mi adorada familia, que han aportado con un granito de arena en mi formación profesional y personal.

A mis grandes amigos; mi gorda y su familia por estar siempre a mi lado.

Nahum

DEDICATORIA

A mi abuelo al cual amo como un padre gracias a su amor y experiencia de vida me impulsó a seguir mis estudios hasta culminarlos con éxito, gracias por todo esto y por ser la guía en mí vida y la luz en los momentos de oscuridad.

A mis padres por estar siempre conmigo y apoyarme en toda decisión que emprenda, los amo, gracias por la paciencia.

A mis cuatro hermanos que a más de eso son mis mejores amigos, sin ustedes nada de esto hubiera sido posible.

A mi abuela, Maru, tíos, Isabel y demás gracias por su amor y apoyo.

A mis buenos amigos por estar a mi lado apoyándome todo momento.

A todos ustedes gracias por tener paciencia y saber esperar…

Eduardo.

RESUMEN

Esta tesis ha sido desarrollada como parte de un experimento ideado por el Msc. Enrique Blacio con el apoyo del CENAIM, probar la factibilidad técnica y económica del cultivo de huayaipe (*Seriola rivoliana*) en piscinas con y sin geomembranas, adaptadas dichas piscinas para el cultivo de camarón.

En la parte inicial se hace una breve descripción de la biología y ecología del género Seriola, así también de los parámetros de cultivo de dicho género.

En la siguiente parte se describen los antecedentes de cultivo del género Seriola a nivel mundial, relatando las principales técnicas de producción de especies del género Seriola tanto a nivel nacional como internacional; también se presenta la situación actual en cuanto a producción y oferta mundial de peces pertenecientes a este género.

En la tercera parte se describe el área de cultivo del experimento, realizado en las instalaciones de la estación experimental CENAIM-ESPOL. Así también, se describe el protocolo usado para este cultivo experimental, como la toma de parámetros, muestreos y alimentación.

En la cuarta parte se determinan los costos de construcción de las piscinas experimentales utilizadas en la tesis, como también los costos de adecuación con las respectivas mejoras, y a la final de esta parte se describen los gastos de producción del cultivo.

En la siguiente parte se analiza los datos tomados diaria y quincenalmente relacionado con el crecimiento de los peces, presentando las respectivas curvas de crecimiento; como también de la condición física observada diariamente en los animales. Se realiza una comparación de los costos de producción en los diferentes sistemas utilizados en el experimento (sistemas de aireación) y de los costos de producción.

En la parte final, se realiza la respectiva discusión del proyecto, analizando los datos de crecimiento, parámetros de luz, oxígeno, temperatura, supervivencia y un análisis sobre los sistemas de aireación usados.

ÍNDICE GENERAL

Página No.

RESUMEN.....ix

ÍNDICE GENERAL.....xi

ÍNDICE DE TABLAS.....xiv

ÍNDICE DE FIGURAS.....xvi

ÍNDICE DE ANEXOS.....xviii

ÍNDICE ABREVIATURAS.....xx

INTRODUCCIÓN.....xxi

CAPÍTULO I

1. DESCRIPCIÓN DE LA ESPECIE

1.1 Biología de la especie.....1

1.2 Taxonomía de la especie.....3

1.3 Distribución y Hábitos alimenticios.....4

1.4 Parámetros de cultivo.....7

CAPÍTULO II

2. ANTECEDENTES DE CULTIVO DEL GÉNERO SERIOLA

2.1 Antecedentes de cultivo del género Seriola a nivel mundial.....9

2.2 Antecedentes de cultivo de *Seriola Rivoliana* en el Ecuador.....19

CAPÍTULO III

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1 Descripción del área de cultivo.....23

3.1.1 Localización del área de cultivo.....23

3.1.2 Forma y dimensiones de las piscinas.....24

3.1.3 Descripción del sistema de aireación.....27

3.1.4 Descripción del sistema de bombeo.....33

3.2 Descripción del cultivo.....34

3.2.1 Transporte y transferencia de peces.....34

3.2.2 Metodología de alimentación.....36

3.2.3 Muestreo de crecimiento y supervivencia.....37

3.2.4 Monitoreo de parámetros físicos-químicos.....38

3.2.5 Muestreo de fitoplancton y zooplancton.....39

CAPÍTULO IV

4. ASPECTO ECONÓMICO

4.1 Costos de construcción de piscinas.....41

4.1.1 Costos de adecuación de piscinas.....45

4.2 Costos de producción.....48

CAPÍTULO V

5. RESULTADOS

5.1 Análisis de datos de crecimiento.....51

5.2 Análisis de la condición física de los animales.....55

5.3 Comparación de costos de construcción y producción.....57

CAPÍTULO VI

6. DISCUSIÓN.....61

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

Conclusiones.....66

Recomendaciones.....68

ANEXOS.....70

BIBLIOGRAFÍA.....103

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Alimento para el *Seriola dumerilii* cultivado en Japón 6

Tabla 2. Respuesta del yellowtail a concentraciones distintas de oxígeno disuelto..7

Tabla 3. Parámetros de calidad de agua para el crecimiento del yellowtail kingfish....8

Tabla 4. Enfermedades más comunes del género Seriola.....17

Tabla 5. Especificación de los blowers en sus respectivos bloques.....33

Tabla 6. Densidades y pesos promedios de siembra en las respectivas piscinas.....36

Tabla 7. Costos de infraestructura para una piscina de 0.05 ha provista con geomembrana.....42

Tabla 8. Costos de infraestructura para una piscina de 0.05 ha sin geomembrana.....42

Tabla 9. Costos del sistema Airlift para dos piscina de 0.05 ha cada una.....43

Tabla 10. Costos del sistema de difusores de disco, 10 puntos, para una piscina de 0.05 ha.....43

Tabla 11. Costos del sistema de difusores de membrana, 20 puntos, para una piscina de 0.05 ha.....43

Tabla 12. Costos del sistema de Aire O_2 en una piscina de 0.05 ha.....44

Tabla 13. Costos de sombra para una piscina de 0.05 ha.....44

Tabla 14. Costos de sombra para una piscina de 0.10 ha.....46

Tabla 15. Costos del sistema de paleta para una piscina de 0.10 ha.....46

Tabla 16. Costos de infraestructura para una piscina de 0.10 ha provista con Geomembrana.....47

Tabla 17. Costo de elaboración de muro divisorio para una piscina de 0,10 ha.....47

Tabla 18. Costos de alimentación de las cuatro piscinas, durante los cuatro meses de cultivo.....48

Tabla 19. Costo y consumo de energía de los blower del sector A de la Estación Experimental Palmar en los cuatro meses de cultivo.....48

Tabla 20. Costo proporcional del consumo de energía.....49

Tabla 21. Costos y consumo de energía de los Aire O_2 en las cuatro piscinas de experimentación.....49

Tabla 22. Costos de materiales y equipos necesarios para el cultivo.....50

Tabla 23. Datos de crecimiento quincenal de los peces.....51

Tabla 24. Resultados finales de los parámetros de peso, supervivencia, crecimiento diario, FCA y biomasa.....55

ÍNDICE DE FIGURAS.

Figura 1. Ciclo de vida del huayaipe, *Seriola rivoliana* 2

Figura 2. *Seriola rivoliana* en su fase adulta 3

Figura 3. Comparación de la producción acuícola con las capturas del medio natural del *Seriola quinqueradiata*.....10

Figura 4. Captura del yellowtail desde 1991 hasta el 2000.....10

Figura 5. Captura de yellowtail de los diez principales países en el 2000.....11

Figura 6. Fluctuación en el número disponible de "mojako" 12

Figura 7. Esquema de un embancamiento usado en Japón.....14

Figura 8. Esquema de jaula flotante.....15

Figura 9. Distribución de las jaulas en un cultivo de engorde de yellowtail.....15

Figura 10. Curva de regresión edad-peso actualizada de los huayaipes, *Seriola Rivoliana* 21

Figura 11. Plano de la Estación Experimental CENAIM-ESPOL.....23

Figura 12. Plano del Sector A de la Estación Experimental CENAIM-ESPOL.....24

Figura 13. Piscinas provistas con geomembranas cubiertas con sombra.....25

Figura 14. Piscinas con fondos de tierra cubiertas con sombra.....25

Figura 15. Diseño de una piscina utilizada en el experimento.....26

Figura 16. Tubería de entrada de agua para las piscinas.....27

Figura 17. Piscina provista con el sistema de airlift.....27

Figura 18. Piscina provista con el sistema de discos difusores, de 10 puntos.....28

Figura 19. Piscina provista con el sistema de membranas, de 20 puntos.....28

Figura 20. Diseño de un airlift.....29

Figura 21. Airlift instalado en una piscina provista con geomembrana.....30

Figura 22. Distribución de los airlift en la piscina.....30

Figura 23. Distribución de las membranas difusoras en una piscina, 20 puntos.....31

Figura 24. Distribución de los discos difusores en una piscina, 10 puntos.....31

Figura 25. Aire O_2.....32

Figura 26. Curvas de crecimiento con regresión lineal de cada piscina con los pesos promedios de muestreo.....52

Figura 27. Curvas de regresión DDC de peso en las cuatro piscinas.....54

Figura 28. Huayaipes infestados con neobenedenia.....56

ÍNDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Tabla de alimento suministrado por quincena en cada piscina (unidad en kg) 70

Anexo 2. Tabla de las mediciones de luz (unidad en lux) de las cuatro piscinas, tanto dentro como fuera de las mismas, y su porcentaje de protección.....71

Anexo 3. Tabla de supervivencia quincenal y final en cada una de las piscinas.....73

Anexo 4. Gráfico de temperatura de cada piscina durante el cultivo.....74

Gráfico de oxígeno disuelto de cada piscina durante el cultivo.....74

Anexo 5. Gráfico de turbidez durante todo el cultivo de las cuatro piscinas.....75

Gráfico de salinidad durante todo el cultivo de las cuatro piscinas.....75

Anexo 6. Tabla del parámetro de pH de las cuatro piscinas en los días de muestreo para amonio.....76

Anexo 7. Gráfico de amonio total durante todo el cultivo de las cuatro piscinas.....77

Gráfico de amonio no ionizado durante todo el cultivo de las cuatro piscinas..77

Anexo 8. Gráfico cualitativo y cuantitativo de fitoplancton.....78

Anexo 9. Tabla de resultados de la concentración (#animales / l.) de zooplancton observado en las piscinas.....80

Anexo 10. Protocolo de pruebas bioquímicas.....83

Resultado de pruebas bioquímicas en las piscinas experimentales.....91

Anexo 11. Resultados de ANOVA del crecimiento de las cuatro piscinas del experimento.....96

Anexo 12. Gráfico de porcentaje de luminiscencia de las cuatro piscinas experimentales

.....99

Gráfico de la cantidad de bacterias en AGAR Marino (AM).....100

Gráfico de la cantidad de bacterias en AGAR TCBS.....100

Anexo 13. Fotos y características de la tela de polietileno de alta densidad (HDPE) de color negro.....101

Anexo 14. Tabla del requerimiento nutricional del *Seriola quinqueradiata*.....102

Composición nutricional del alimento de trucha usado en el experimento 102

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

°C	grados Celsius
cm	centímetros
g	gramo
Kg	kilogramo
h	hora
Ha	Hectáreas
Lt	litro
mm	milímetros
m	metro
m^2	metro cuadrado
m^3	metro cúbico
min	minuto
pH	potencial de hidrógeno
ppt	partes por mil
ppm	partes por millón
TM	tonelada métrica
µ	micras
V	voltios
Hp	caballos de fuerza
$pies^3$	pies cúbicos
gpm	galones por minuto
$	dólares americanos

INTRODUCCIÓN

El Ecuador en los últimos años ha tenido problemas en el sector camaronero desde la aparición del virus de la mancha blanca creando altas mortalidades y temor en los inversionistas y productores. Ecuador en 1998 alcanzó las máximas producciones de camarón 153.729 TM (época seca 25% del total producido. CNA 1999), la llegada del WSSV causó disminución en las supervivencias a cifras menores al 10% (época seca), disminuyendo las hectáreas de producción a menos del 60% de su total (Bayot et al, 2002). Dando como resultado pérdidas a la industria de $ 600 millones; así como también, pérdidas en la exportación de $ 900 millones (CNA, 2004).

Con una infraestructura ya existente, podemos reconocer ampliamente que tanto la camaronicultura como la industria pesquera del Ecuador deben buscar nuevas alternativas y diversificarse para utilizar los recursos al máximo (Benetti *et al.*, 1994). Por esta razón, durante los últimos años, varias de las grandes compañías productoras de camarones peneidos en Ecuador y en otros países de Latino América ha comenzado a diversificar sus operaciones de monoculivo hacia los cultivos de peces marinos. El hallazgo más significativo es que dicha especie puede ser producida simultáneamente o alternadamente con camarones peneidos, usando para ello la misma infraestructura. (Benetti, 1992).

Una alternativa para el sector acuícola es la diversificación, convirtiendo al huayaipe *(Seriola rivoliana)* en una clara y factible posibilidad de producción y comercialización, debido a que es una especie que supera el índice de crecimiento normal en piscicultura

marina (1 Kg. / año) y del huayaipe 2.5 Kg. / año. Tiene también un alto porcentaje de rendimiento de carne (50 - 55%), superando al de tilapia que es del 28 - 34%. Los peces del género Seriola obtienen altos precios en el mercado internacional, especialmente el yellowtail japonés (*Seriola quinqueradiata*), con precios de $8-12/lb en filete y $3.95/lb en talla hamachi, el yellowtail kingfish de Nueva Zelanda (*Seriola lalandi*), con un precio de $7.8/kg y $13/kg para sashimi (Yellowtail Kingfish Aquaculture SA, 2004) y el *seriola mazatlana*, que en una producción piloto a escala realizada en Ecuador, se obtuvo cerca de 1,500 lb de pescado fresco pesando entre 4 y 6 lb cada uno, las cuales fueron vendidas a $4/lb en Guayaquil y exportado a restaurantes japoneses en USA (Benetti y E. Wilson, 1996).

Se han llevado a cabo pruebas en el Ecuador con huayaipe desde hace unos ocho años atrás por varias empresas privadas dedicadas a la Acuicultura, las mismas que han permitido determinar variables que necesita este pez para su reproducción en cautiverio y parte de la fase de larvicultura y engorde. Trabajos han sido reportados por varios autores, especialmente Benetti y colaboradores (Benetti et. al 1994, Benetti et. al 1995, Benetti 1997).

El CENAIM desde el 2001 realiza investigaciones con huayaipe, y como parte de ese esfuerzo se está trabajando para mejorar la supervivencia en la larvicultura, en base a manejo de los alimentos y las estrategias para la alimentación. *(Enrique Blacio G, Jodie Darquea A. y Sandra Rodríguez P.)*

El presente trabajo comprendió el cultivo del huayaipe durante 4 meses, comparando en este tiempo su adaptabilidad y crecimiento, en dos tipos diferentes de piscinas (tierra vs. geomembrana), analizando también los principales parámetros físico-químicos (oxígeno, pH, turbidez, temperatura, amonio y salinidad), microbiológicos y económico; determinando así alguna diferencia y a que se debe. Esperando encontrar una alternativa sostenible en el cultivo del huayaipe en Ecuador.

CAPÍTULO I

1. DESCRIPCIÓN DE LA ESPECIE

1.1. BIOLOGÍA DE LA ESPECIE

El huayaipe (*Seriola rivoliana*) es un pez marino, teleósteo carnívoro, de gran fuerza y nado veloz, que tiende a ser migratorio debido a la búsqueda de alimento y para reproducción de la especie. Son peces no muy longevos, como lo vemos en el caso del yellowtail del Japón, que puede llegar a los siete años de edad (Ikenoue y Kafuku, 1992).

La forma de reproducción de estos peces es por fertilización externa, debido a que son ovíparos. Las hembras de la especie *Seriola quinqueradiata* alcanzan su madurez sexual al tercer año de edad y 7 kg de peso, pudiendo tener en sus gónadas hasta un millón de huevos (Korringa, 1976; Harada, 1965; Kimura, 1952) y para otras especies alcanzan su madures de 2 a 4 años de edad. Entre macho y hembra se los puede diferenciar debido a que los machos alcanzan hasta los 50 cm de longitud aproximadamente mientras que la hembra alcanza el metro de longitud y en ciertas ocasiones hasta 1.50 cm (Korringa, 1976; Harada, 1965; Kimura, 1937).

Los huevos de los peces del género Seriola (Fig. 1) son pelágicos, tienen forma esférica y sin coloración, poseen además una yema segmentada. El diámetro de los huevos oscila entre 1.05 – 1.50 mm (Darquea, 2001). Poseen una sola gota lipídica y su

diámetro varía entre 0.222 y 0.360 mm (Darquea, 2001). El tamaño promedio de los huevos del *Seriola rivoliana* es de 1 mm (E. Blacio, Com. Pers., 2005).

Las larvas (Fig. 1) presentan estructuras características como la gota oleosa que se encuentra situada en la parte anterior del saco vitelino segmentado, el cual ocupa cerca de la mitad de la longitud total del cuerpo. El ano se encuentra situado hacia la derecha del cuerpo, y está separado del saco vitelino (Fujiya y Yogata, 1984). Las larvas del *Seriola quinqueradiata* después de la eclosión miden 3.5 mm de longitud. En el medio natural son transportadas por la corriente fijadas a las algas marinas, y cuando los pececillos alcanzan los 15 cm de longitud total, dejan las algas marinas y nadan libremente (Ikenoue y Kafuku, 1992).

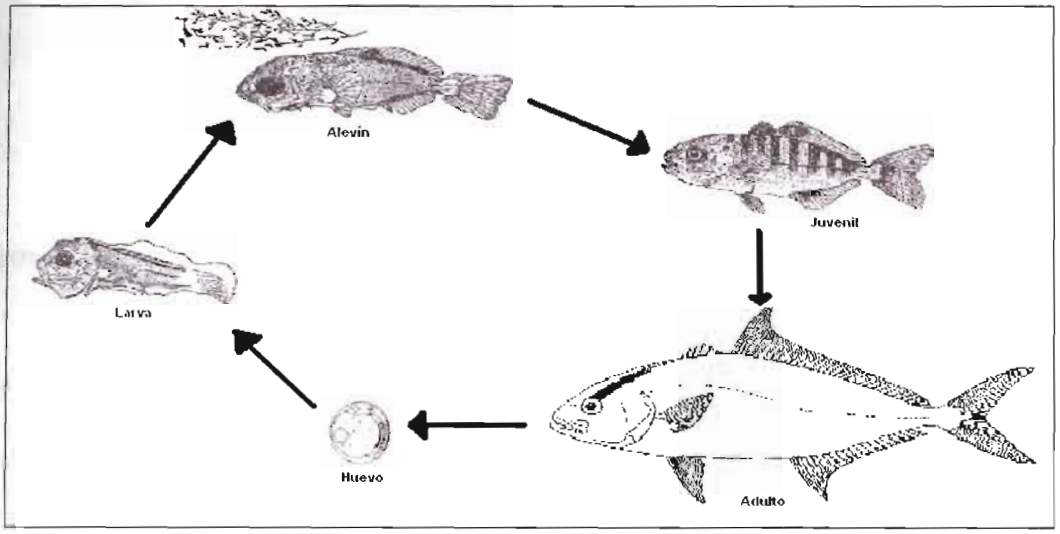


Figura 1.- Ciclo de vida del huayaipe, *Seriola rivoliana* (Modificado de Ikenoue y Kafuku, 1992).

El huayaipe *Seriola rivoliana* se caracteriza por tener el cuerpo alargado, levemente comprimido y moderadamente alto. Mandíbula superior con un supramaxilar muy ancho. Posee de 15 a 18 branquiespinas en la rama inferior del primer arco branquial,

especialmente en ejemplares mayores a 20 cm de longitud estándar. Lóbulo anterior de la segunda aleta dorsal alta. Pedúnculo caudal con fosetas dorsal y ventral. La línea lateral forma una quilla dérmica sobre el pedúnculo caudal. Estos peces pueden alcanzar una talla máxima de 1 m, pero la talla común es de 35 cm.

La coloración del pez (Fig. 2) es bastante variable, principalmente en ejemplares frescos; posee dorso marrón o aceitunado a verde azulado; flancos y vientre más claros, en adultos, una franja oscura vertical en la nuca y una franja lateral oscura, que se extiende hacia atrás y hacia arriba a partir del ojo (Valenciennes, 1833).

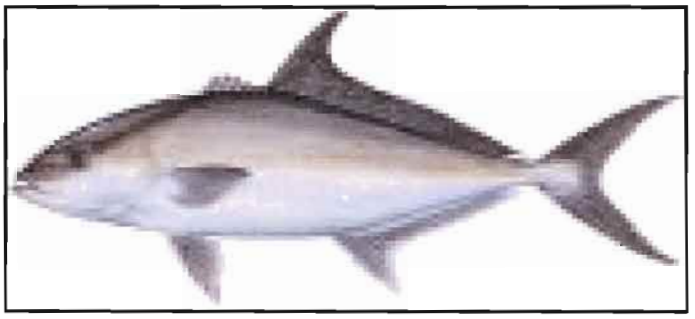


Figura 2.- *Seriola rivoliana* en su fase adulta (gfx.com/fishing/images/saltfish/almaco.gif).

1.2. TAXONOMÍA DE LA ESPECIE.

En el Ecuador existen varias especies del género Seriola (familia Carangidae), denominadas comúnmente como huayaipe, así tenemos al *Seriola mazatlana*, *Seriola lalandi*, *Seriola rivoliana* y el *Seriola peruana* (Blacio y Alvarez, 2002). Desde el punto de vista taxonómico, el *Seriola rivoliana* o huayaipe, es un pez teleósteo perciforme carangídeo.

Reino:	Animal
Filo:	Chordata
Sub-filo:	Vertebrata
Superclase:	Pisces
Clase:	Actinopterygii
Orden:	Perciformes
Suborden:	Percoidei
Familia:	Carangidae
Género:	*Seriola*
Especie:	*Rivoliana*
Nombre Científico:	*Seriola rivoliana* (Cuvier, G. & Valenciennes, A. 1833)
Nombre Común:	Huayaipe

Adaptado de Catalog of Fishes, Marinebio.com, University of Michigan Museum of Zoology.

El *Seriola rivoliana* tiene varios nombres comunes, el cual depende del país o el idioma donde se encuentre, entre los principales tenemos: Almaco jack (nombre en inglés), medregal limón (nombre en español) y "huayaipe" o "huayaipe jaquimado", denominación dada en Ecuador (Chirichigno y Martín, 2001).

1.3. DISTRIBUCIÓN Y HÁBITOS ALIMENTICIOS.

Es un pez pelágico, demersal y epibentónico marino (Smith-Vaniz, W.F., 1995), que se encuentra en aguas abiertas cerca de la superficie, habitan fuera de la pendiente de los arrecifes y a una distancia de los bancos costeros a 160 m o más, pero en ocasiones invaden las zonas de las rompientes y estuarinas persiguiendo a sus presas. Se lo

encuentra comúnmente en aguas con temperaturas entre 18 y 24 °C, a profundidades cercanas a 50 m; sin embargo pueden ser encontrados en profundidades superiores a 300 m (FishBase, 2004).

Normalmente forman pequeños cardúmenes o grupos (Coupal *et al.,* 1992). Los juveniles son en ocasiones vistos nadando alrededor de objetos flotantes (Honebrink, R., 1990; Kuiter, R. H. y Tonozuka, 2001).

La especie *Seriola rivoliana* se encuentra distribuida a lo largo de las zonas subtropicales de los océanos: Indico, Atlántico oeste y Pacífico oeste, siendo esta especie la más oceánica de las otras especies de Seriola (Valenciennes, 1833). En el continente Americano se distribuye desde Baja California hasta el norte de Perú. En Ecuador lo podemos localizar a lo largo de la zona litoral y en la zona insular (Chirichigno y Martín, 2001).

Los peces del género Seriola son oportunistas, con una dieta que varía en función de su tamaño (Mazzola *et al.*, 2000). En el medio natural se alimentan principalmente de moluscos, crustáceos, equinodermos y peces pequeños. Cuando tienen una talla de 4 cm su alimentación consiste principalmente de copépodos *Calanus.* A medida que crecen comienzan alimentarse de pequeñas anchovetas y otros peces pequeños. Una vez que han alcanzado los 15 cm, éstos comienzan a alimentarse de sardinas, macarelas, calamares, entre otros.

En cultivos realizados en Japón y otros países, su dieta básica en el estadio larvario es principalmente alimento vivo como rotíferos y artemia (Tabla 1); mientras el cultivo realizado en jaulas consiste en peces de bajo costo como macarela, anchoa, sardinas, anguilas, etc. También se ha utilizado en los últimos años pellets húmedos, compuestos en un 60 – 80% de pescado congelado y un 20 – 40% de alimento artificial, como también pellets secos, para disminuir la contaminación en los cultivos (Ikenoue y Kafuku, 1992).

Tabla 1.- Alimento para el *Seriola dumerilii* cultivado en Japón.

Tipo de alimento	**Longitud de larva (mm)**	**Días después hatching**	**Concentración de alimento**
Rotífero	3.5 – 10	3 – 10	10/ml
Nauplio de artemia	4.5 – 15	8 – 25	0.2 – 0.5/ml
Pellets:			
200 – 400 μ	8 – 12	10 – 25	cantidades pequeñas
400 – 700 μ	10 – 20	25 – 30	cantidades pequeñas
700 – 1000 μ	15 – 30	30 – 40	10 – 20 %[1]
> 1000 μ	> 25	> 40	20 %[1]

[1] Tasa de alimentación.
Fuente: Ikenoue y Kafuku, 1992

1.4. PARÁMETROS DE CULTIVO.

Los peces del género Seriola viven en aguas cálidas, su rango óptimo de temperatura es de 18 – 29 °C, a temperaturas debajo de los 15 °C su crecimiento disminuye y a temperaturas inferiores a 9 °C o superior a 31 °C estos peces mueren. También soportan salinidades altas (33 ppt) y no resisten concentraciones menores de 16 ppt (Bardach *et al*, 1972; Brown, 1977; Korringa, 1976; Fujiya, 1976).

El consumo de oxígeno, especialmente en el yellowtail, es de 500 ml de oxígeno por kg de peso corporal en una hora bajo condiciones normales. El agua marina contiene más de 5 – 6 ml/l de oxígeno disuelto. El nivel óptimo de oxígeno en estos peces debe ser mayor a 4 ml/l (Ikenoue y Kafuku, 1992). El comportamiento de los peces varía a concentraciones distintas de oxígeno disuelto (Tabla 2).

Tabla 2. Respuesta del yellowtail a concentraciones distintas de oxígeno disuelto.

O_2 cc / l.	Efecto
0 - 1	Muerte
1 - 2	Dificultad para respirar
2 - 3	Nado errático
3 - 4	Apetito pobre
4 - 5	Normal
5 – 7	Nado activo

Fuente: Ikenoue y Kafuku, 1992.

Existen parámetros establecidos en el cultivo de algunos peces del género Seriola, como por ejemplo en Japón para el cultivo del yellotail (Tabla 3).

Tabla 3. Parámetros de calidad de agua para el crecimiento del yellowtail kingfish.

Parámetros	**Concentración**
Temperatura	14 - 26°C
Oxígeno disuelto	> 7 mg/L
pH	6 - 9
Amonio no ionizado	< 0.01 mg/L
Alcalinidad total	> 10 – 400 mg/L
Dióxido de carbono	< 10 mg/L
Cloro	< 0.04 mg/L
Sulfuro de hidrógeno	< 0.002 mg/L
Nitrato	< 100 mg/L
Nitrito	< 0.2 mg/L
Salinidad	34 - 35 g/L

Fuente: Yellowtail Kingfish Aquaculture in SA, 2002.

CAPÍTULO II

2. ANTECEDENTES DE CULTIVO DEL GÉNERO SERIOLA

2.1. ANTECEDENTES DE CULTIVO DEL GÉNERO SERIOLA A NIVEL MUNDIAL

Dentro del género Seriola existen 47 especies (FAO, 2002), de las cuales las más producidas y pescadas a nivel mundial son: *Seriola quinqueradiata* (Fig. 3), *Seriola dumerili* y *Seriola lalandi*. Estas especies son conocidas de diferentes maneras: yellowtail (*S. quinqueradiata*), amberjack (*S. dumerili*) y goldstriped amberjack (*S. lalandi*). En el Japón al yellowtail se lo nombra de distintas formas dependiendo del tamaño y peso; mojako (yellowtail < 50 g.), hamachi (yellowtail < 5 kg.), buri (yellowtail > 5kg.), kampachi (amberjack) y hiramasa se denomina al goldstriped amberjack (FAO, 2002).

Estos peces son capturados alrededor del mundo, debido a la gran demanda del mercado (Fig. 4 y 5). Estas tres especies son capturadas para consumo directo y también para acuicultura.

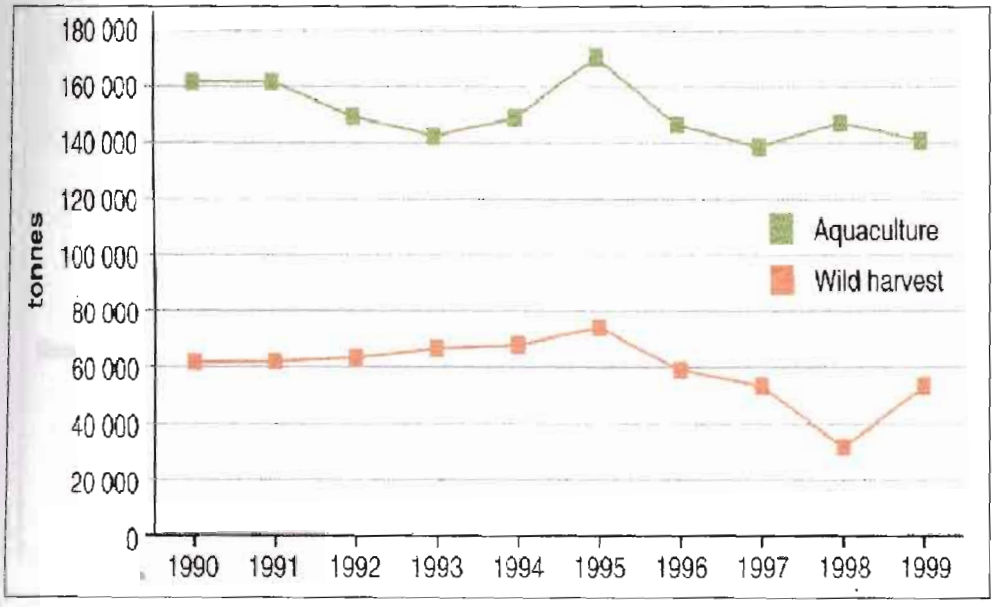


Figura 3.- Comparación de la producción acuícola con las capturas del medio natural del *Seriola quinqueradiata* (FAO, 2002).

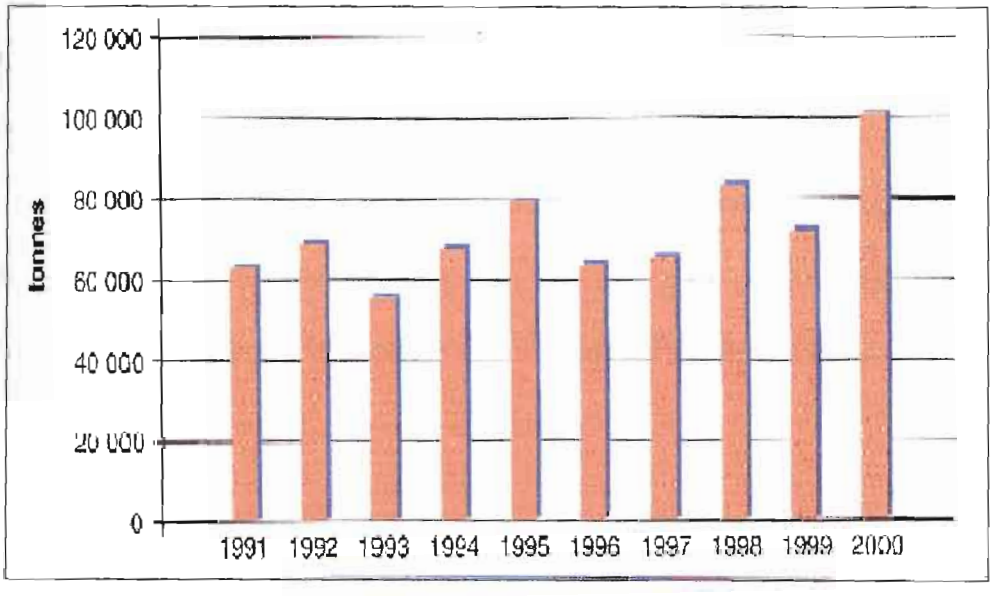


Figura 4.- Captura del yellowtail desde 1991 hasta el 2000 (FAO, 2002).

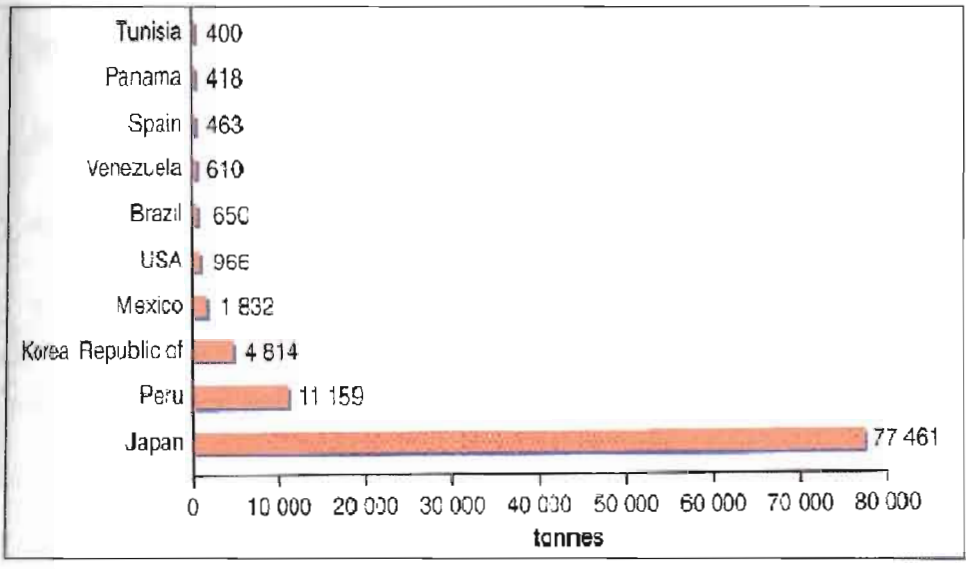


Figura 5.- Captura de yellowtail de los diez principales países en el 2000 (FAO, 2002).

Los cultivos acuícolas de yellowtail en el Japón dependen casi en su totalidad de la captura de semilla, "mojako", del medio natural (Fig. 6). El cultivo de amberjack (*S. dumerili*) presenta dificultades debido a que no desova en cautiverio. En países como Japón y en Asia en general la larvicultura del yellowtail se ha desarrollado presentándose bajas supervivencias como para abastecer a los productores. Desde 1988 en Japón, la larva es importada de países como China y Taiwán (Wakabayashi, 1996).

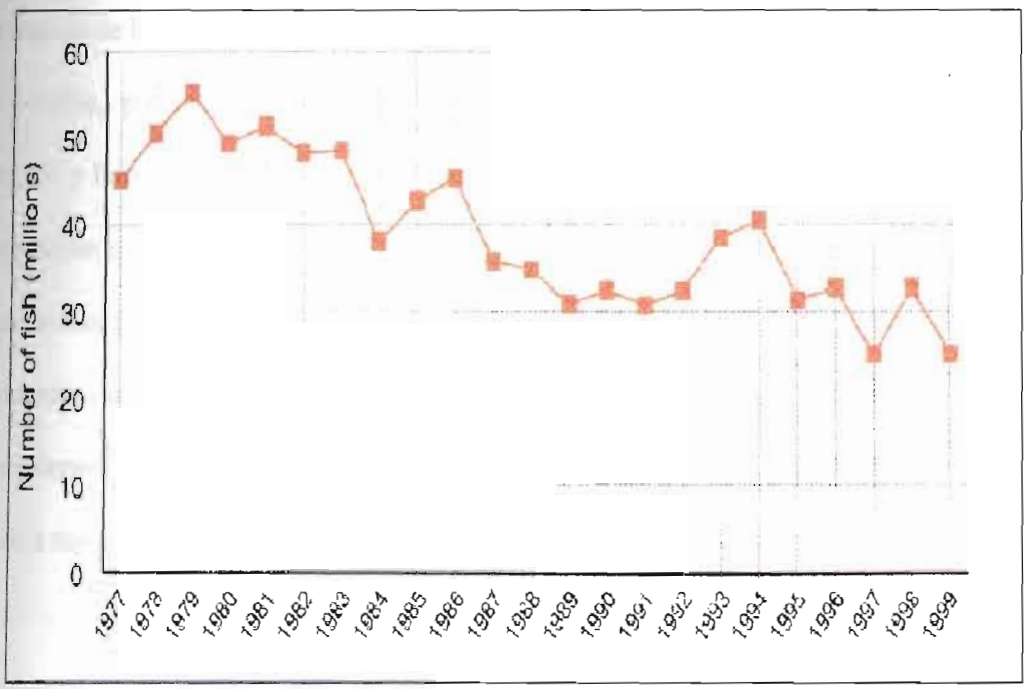


Figura 6.- Fluctuación en el número disponible de "mojako" (FAO, 2002).

Los desoves principalmente inician al norte de Taiwán en primavera y termina al inicio del verano en las islas de Kyushu y Shikoku, en Japón (Kimura *et al.*, 1994, Nash 1995, Kasai et al, 1998). Una vez desovadas las larvas se fijan en las agregaciones flotantes de macroalgas marinas y son llevadas por las corrientes. Cuando los peces llegan a los 15 cm de longitud total, obtienen capacidad para nadar libremente y migran a aguas costeras de Japón y de Korea. En Australia y Japón, *Seriola lalandi* es cultivado comercialmente y de manera experimental en Nueva Zelanda. La producción de *Seriola dumerili* se basa en el engorde de peces capturados del medio natural (FAO, 2002).

Los desoves de *Seriola dumerili* se realizan en los meses de mayo a julio en el Mediterráneo (Lazzari y Barbera 1988, 1989; Grau 1992). La principal zona de desoves del greater amberjack en el Mediterráneo se da fuera de las islas Pelagie (Lazzari y Barbera 1988, 1989 y Andaloro *et al.*, 1992).

La captura de los peces de *Seriola dumerili* se realiza a finales de agosto hasta principio de octubre, pudiéndose extender hasta diciembre en el Mediterráneo (Andaloro, Potoschi y Porrello, 1992; Lazzari y Barbera, 1989a, 1989b), la captura se la realiza con dispositivos de pesca llamados "FADs", que son hechos de manera artesanal con hojas y ramas llamadas "ramos" o "catcés". Antes de que los peces sean capturados, ellos se encuentran debajo de objetos flotantes y materiales vegetales, dichos objetos son de suma importancia debido a que cumplen un rol significativo en el transporte de los peces a través de las áreas costeras (Druce y Kingsford, 1995).

En general las técnicas usadas para la captura de estas tres especies son muy similares entre sí, variando básicamente en los materiales usados para elaborar los dispositivos de pesca.

Para transferir los greater amberjack capturados, estos son colocados en tanques de PVC dentro de las embarcaciones, dichos tanques están implementados con sistemas de recirculación de agua, oxigenación y en algunos casos con reguladores de temperatura (Greco *et al.* 1991, 1992; Caridi *et al.* 1992). La siembra en los tanques debe ser de 2 kg/m^3 (Caridi *et al.* 1992). Mortalidades de 1.5 a 2 % son normales debido al estrés de la transferencia (Greco *et al.* 1991; Porrello *et al.* 1993) y de 5 al 6 % (Lazzari y Barbera, 1989).

En Japón, los peces capturados antes de ser vendidos a los productores para el engorde, son preparados para ser alimentados y luego seleccionados removiendo a los débiles. Si

estos peces no son alimentados por más de tres días no se adaptan a la alimentación artificial (FAO, 2002).

Los sistemas de cultivo usados en Japón para el yellowtail son: embancamientos, encierros con malla y jaulas flotantes, de los cuales este último es el más usado. Los embancamientos (Fig. 7), son piscinas construidas cerca del mar permitiendo la entrada y salida de agua a través de una compuerta de malla, el recambio de agua de este sistema depende de las mareas. Los encierros son construidos en el mar realizando un cerco con mallas en aguas poco profundas, permitiendo el paso del agua a través de todos los lados del encierro. Y por último, tenemos las jaulas flotantes que es el sistema de cultivo que mayor tasa de recambio tiene, ya que permite el intercambio de agua a través de todos sus lados y por el fondo de la jaula (Ikenoue y Kafuku, 1992).

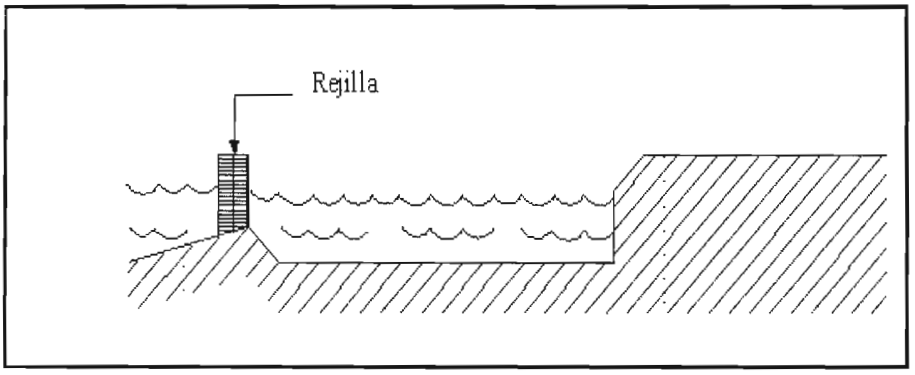


Figura 7.- Esquema de un embancamiento usado en Japón (Modificado de Sinche y Vera, 2005).

Las jaulas flotantes (Fig. 8 y 9) están formadas por un marco, malla y flotadores, las dimensiones y materiales pueden variar dependiendo a las condiciones del mar y el tamaño de los peces a cultivar (Ikenoue y Kafuku, 1992).

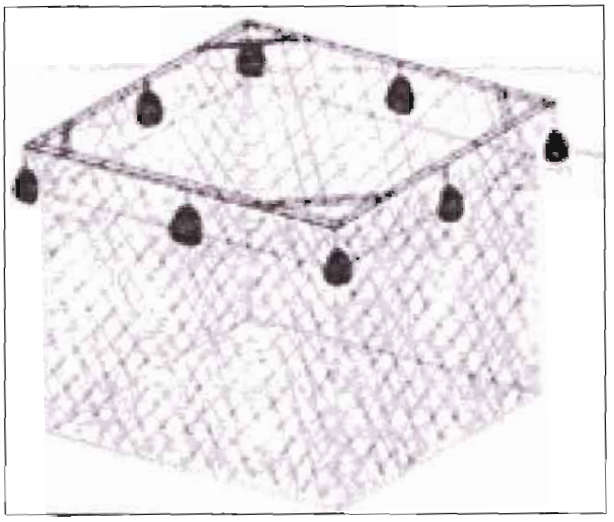


Figura 8.- Esquema de jaula flotante (www.sterlingnets.com/ fishfarm.html)

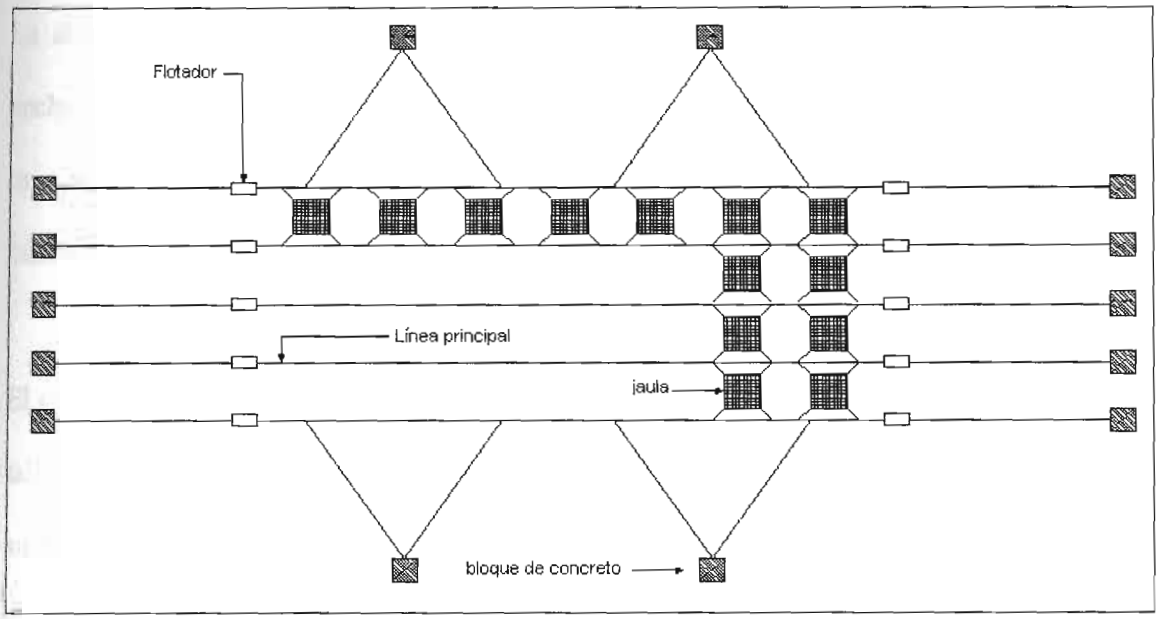


Figura 9.- Distribución de las jaulas en un cultivo de engorde de yellowtail (Modificado de Ikenoue y Kafuku, 1992).

Las mallas usadas para las jaulas varían en su diámetro a medida que los peces se vuelven más grandes, por lo general se usan de 1, 1.5, 1.7, 2.5, 4.3 y 6 cm durante un

ciclo de cultivo (2 años). Las mallas deben ser limpiadas o cambiadas continuamente debido a las incrustaciones (fouling) que se desarrollan en ellas, impidiendo que haya un buen intercambio de agua a través de las mismas. Existen también agentes anti fouling que permiten que las mallas sean usadas por periodos más largos de tiempo sin ser cambiadas o limpiadas (Ikenoue y Kafuku, 1992).

Para los cultivos de yellowtail las densidades promedio de siembra bajo condiciones normales son de 20 kg/m^3 (Ikenoue y Kafuku, 1992).

En los cultivos en Japón los peces son alimentados una vez al día y la cantidad de alimento por kg de peso corporal disminuye a medida que los peces son más grandes. La alimentación se realiza con peces de bajo costo, como por ejemplo: Macarela, anchoas, sardinas, anguilas, etc. En los últimos años en países como Japón, que están muy desarrollados en la piscifactoría de yellowtail, se han formulado dietas (pellets húmedos y secos) artificiales específicamente para yellowtail (Ikenoue y Kafuku, 1992).

El cultivo de yellowtail en Japón por lo general tarda dos años, pero existen diferentes tallas para comercializarlos. En este mercado, hay productores que empiezan a vender su producción cuando alcanzan los 600 – 700 g de peso corporal (6 meses de cultivo), estos peces en el primer año pueden llegar a pesar hasta 2 kg y al final de los dos años (que es lo que dura un ciclo de cultivo) llegan a los 5 – 7 kg de peso corporal, que es la talla donde se comercializa toda la producción. En el primer año se puede alcanzar una supervivencia del 80% y en el segundo año la supervivencia es del 80 al 90% en promedio (Ikenoue y Kafuku, 1992).

Las enfermedades, para el género Seriola son producidas principalmente por virus, bacterias y parásitos (Tabla 4).

Tabla 4.- Enfermedades más comunes del género Seriola.

Agente	Enfermedad
Virus	
Iridovirus tymphocystis	Yellowtail Ascite Virus (YAV)
	Viral Splenic Necrosis (VSN)
Bacterias	
Enterococcus seriolicida	
Streptococcus sp.	
Pasteurella piscicida	Pseudotuberculosis
Vibrio sp.	Vibriosis
Flexibacter sp.	
Nocardia kampachi	
Nocardia sp.	
Protozoa	
Crytocaryon irritans	
Trichodina sp.	
Myxozoa	
Ceratomyxa seriolar	
C. buri	
Myxobolus buri	

Monogenea
Benedenia seriolae
Neobenedenia girellae
Heteraxine heterocerca
Trematoda
Paradeontacylix spp.
Nematodo
Copépodo
Isópodo

Fuente: FAO, 2002.

Entre las enfermedades víricas tenemos a la Necrosis Esplénica Viral (VSN) producida por un iridovirus, dicha enfermedad se manifiesta con la presencia de nódulos en los que aparecen manchas negras, esto se debe a la acumulación de melanóforos alrededor de las células linfocísticas (Ikenoue y Kafuku, 1992; Bond, 1982)

Con respecto a las enfermedades de etiología bacteriana destacan la **vibriosis**, producida por Vibrio spp. Como síntomas tenemos la presencia de llagas en la piel, carne y órganos internos; se tornan rojizos el ojo y el ano. Se observa un comportamiento errático en el nado de los peces. Esta enfermedad puede causar la muerte. Se utiliza antibióticos como oxitetraciclina y sulfa en la alimentación como medidas de prevención (Ikenoue y Kafuku, 1992; Bond, 1982).

La *Pasteurella piscicida*, bacteria gram-negativa, ocasiona la pseudotuberculosis. Los peces que tienen esta enfermedad presentan puntos azules en el dorso, como también tubérculos blancos en el bazo y riñón. Puede producir altas mortalidades. Se usa drogas antibacteriales y remoción de peces infectados como prevención (Ikenoue y Kafuku, 1992; Bond 1982).

La aparición de ulceraciones en el interior de las branquias, aletas, intestinos e hígado puede ser ocasionado por la presencia de *Streptococcus*. Como medidas de prevención están el aislamiento de peces infectados y la suspensión de la alimentación (Ikenoue y Kafuku, 1992).

En cuanto a parásitos, hay que destacar las infecciones producidas por especies del género Benedenia, que en cultivos de yellowtail puede producir perdidas hasta del 20% de la producción (Whittington *et al.*, 2001). Este parásito, el cual es un tremátodo monogéneo, se adhiere a la piel del pez causando irritación y perdida de apetito, sufriendo de anorexia y crecimiento disminuido (Hoshina, 1968).

2.2. ANTECEDENTES DE CULTIVO DE *Seriola Rivoliana* EN EL ECUADOR

Como alternativa para el campo acuícola se tienen los peces del género Seriola, entre ellos el *Seriola rivoliana*, pez nativo de nuestras aguas. Dentro de los diferentes puntos que hacen que este pez sea una posibilidad real de diversificación tenemos: que el pescado es uno de los principales constituyentes de la dieta diaria y es una alternativa de proteína de alta calidad; indudablemente otro factor importante son los altos precios que se pagan por este pez en los mercados internacionales (6 – 12 dólares por kg.,

dependiendo de la época); importante también son los altos rangos de crecimiento y supervivencia que presentan estos peces en precría y engorde que se realizan en jaulas.

En el año 1996, en el Ecuador se realizaron desoves naturales de huayaipe en salas de maduración en tres diferentes laboratorios (Cinco S.A., CRIDEC C.A. y Granjas Marinas El Rosario). En esta experiencia reportada por Benetti y colaboradores (Benetti *et al.*, 1995), los huayaipes fueron cultivados en jaulas flotantes puestas en los canales de entrada de agua de una granja camaronera, donde se colocaron un total de 19 jaulas con dos tamaños, jaulas pequeñas de 18 m^3 y con un ojo de malla de 1 cm, y jaulas medianas de 72 m^3 y ojo de malla de 4 cm. La densidad de transferencia en las pequeñas fue de 25 peces/m^3. Después de 45 días de cultivo se transfirió los peces a las jaulas medianas con una densidad de siembra de 7 peces/m^3. Los peces crecieron hasta la talla comercial de 2 - 3 libras en 6 meses y hasta 4 - 5 libras en 10 meses. La mortalidad fue muy baja antes de los 6 meses y no hubo mortalidad debido a enfermedades. Luego de los 6 meses, los peces se volvieron demasiado grandes para las jaulas. Con esta condición, sumado a los descensos periódicos en la concentración de oxígeno disuelto en el medio (2 mg/l), se presentó una mortalidad alta entre los 6 y 12 meses. La supervivencia final fue de 15% y la tasa de conversión alimenticia fue casi de 5.0 (Benetti y Wilson, 1998).

Desde el 2002, el CENAIM ha venido realizando investigaciones sobre el cultivo de huayaipe. En un primer experimento de engorde en tanques exteriores de 10 toneladas métricas realizado en el CENAIM en el año 2003, se obtuvieron los siguientes datos: "El peso promedio fue de 1072.08 gramos con una longitud promedio de 441.15 mm, obteniendo una tasa de crecimiento de 7.09 gramos de incremento de peso corporal por

día que ha sido la mayor tasa registrada. Según la ecuación de la regresión edad-peso (Fig. 10), donde fueron muestreados todos los animales, los huayaipes llegaron al kilogramo de peso promedio en 254 días de vida, de los cuales los últimos 194 (6 meses y medio) han estado en tanques de engorde." (Enrique Blacio G, Jodie Darquea A. y Sandra Rodríguez P., 2003).

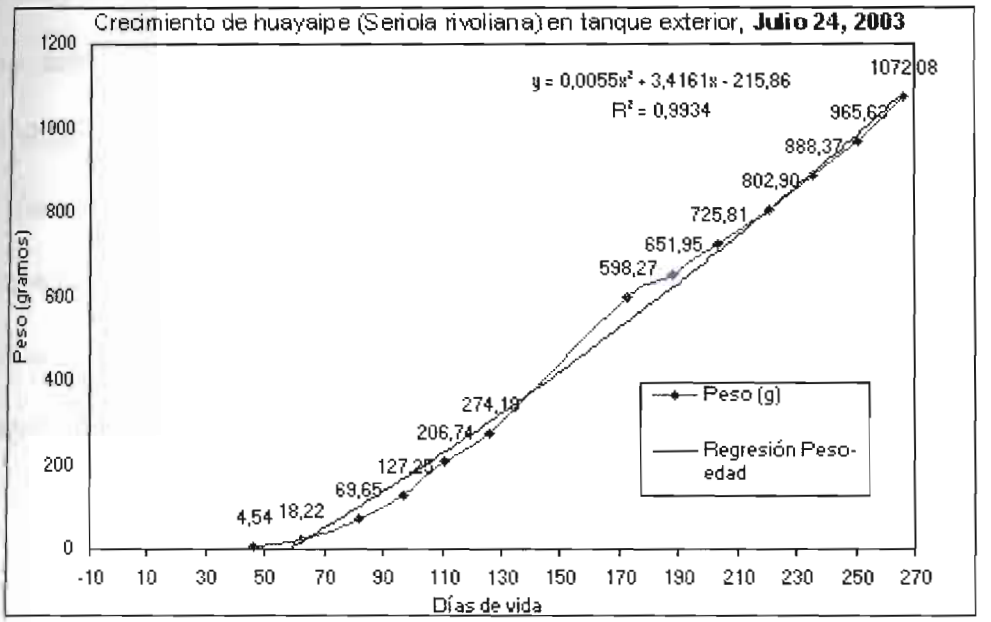


Figura 10.- Curva de regresión edad-peso actualizada de los huayaipes, *Seriola Rivoliana* (Blacio, 2003).

Posteriormente se hicieron tres experimentos en una piscina de 200 TM con geomembrana de construcción nacional. En el primer ensayo se sembraron 150 juveniles (peso promedio, 5 g.), el manejo consistió en recambios diarios del 20% y un recambio semanal del 100%, tres dosis de alimentación (8, 12 y 16 horas), con dos puntos de aireación (difusores), se obtuvo casi un 100% de supervivencia y un peso promedio de 995 g (Blacio, Com. Pers., 2005).

El segundo ensayo se realizó en la misma piscina con el mismo sistema de aireación pero sin recambio de agua. Se sembraron 200 animales (peso promedio, 50 g), los mismos que sólamente estuvieron 27 días en la piscina porque el porcentaje diario de mortalidad fue muy alto (Blacio, Com. Pers., 2005).

En el tercer ensayo se sembraron 200 animales (peso promedio, 163 g), que a la tercera semana tuvieron que ser retirados por mortalidad (cosechado 155 animales). El principal problema observado fue la presencia masiva de algas en el fondo y en el talud de la piscina, y además en libre flotación en la columna de agua, y como consecuencia de esta acumulación, se las pudo detectar en las branquias de los animales muertos; aunque se trató de controlar el bloom de algas con sulfato de cobre, esta estrategia no dio mayor resultado (Blacio, Com. Pers., 2005).

CAPÍTULO III

3. MATERIALES Y MÉTODOS

3.1. DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE CULTIVO

3.1.1. Localización del área de cultivo

El experimento se realizó en la Estación Experimental CENAIM-ESPOL (Fig. 11), que se encuentra en el km 32 vía Santa Elena-Manglaralto, provincia del Guayas. Las piscinas utilizadas fueron la 20, 21, 28 y 33 en el sector A (Fig. 12) de la Estación Experimental, cada una está ubicada en diferentes bloques (bloques de 6 piscinas).

Figura 11.- Plano de la Estación Experimental CENAIM-ESPOL (Quevedo, 2005).

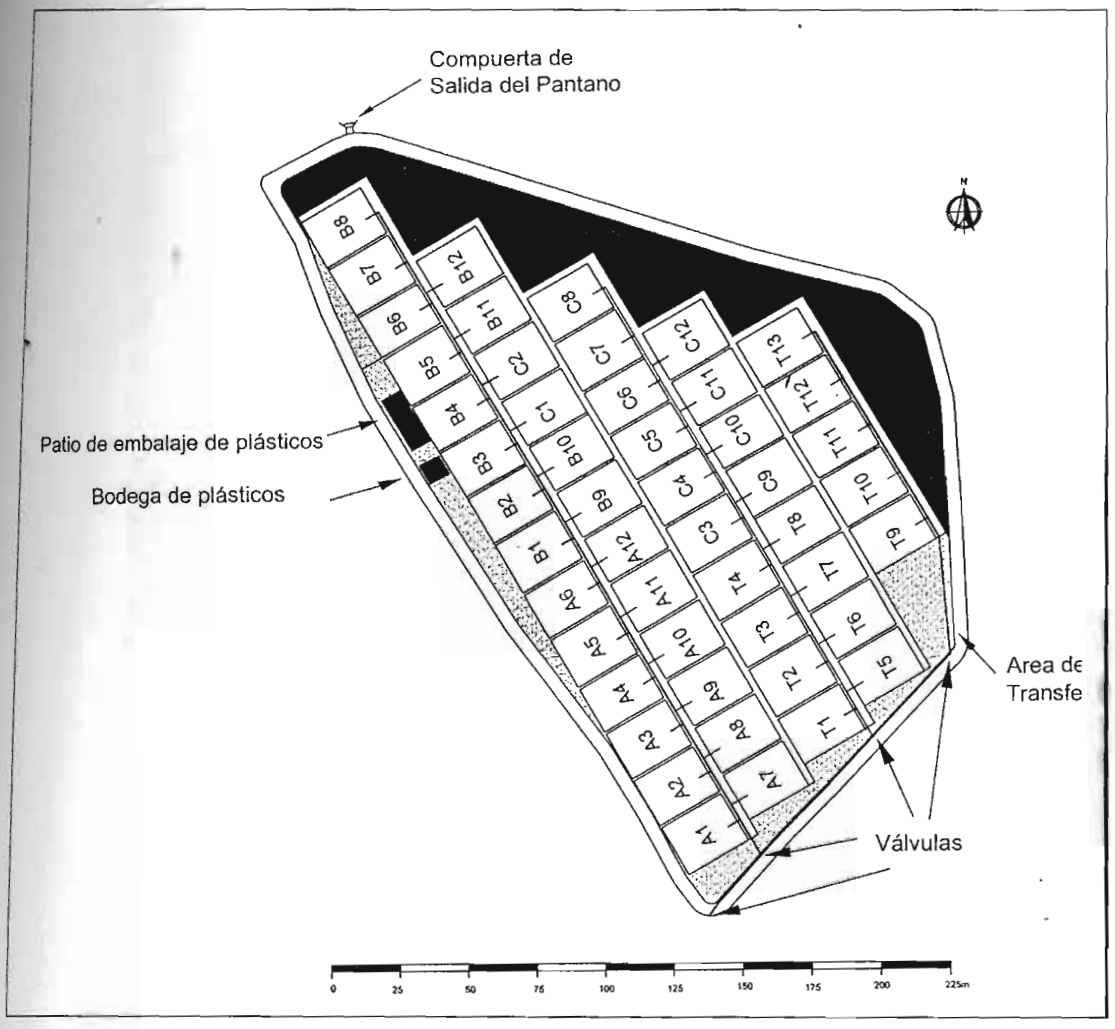


Figura 12.- Plano del Sector A de la Estación Experimental CENAIM-ESPOL (Quevedo, 2005).

3.1.2. <u>Forma y dimensiones de las piscinas</u>

Se utilizaron cuatro piscinas, dos de las cuales están cubiertas por geomembranas (piscinas 28 y 33, Fig. 13) y las otras dos con fondo de tierra (piscinas 20 y 21, Fig. 14). Las cuatro piscinas están provistas con sombra (polímero plástico blanco, Figs. 13 y 14).

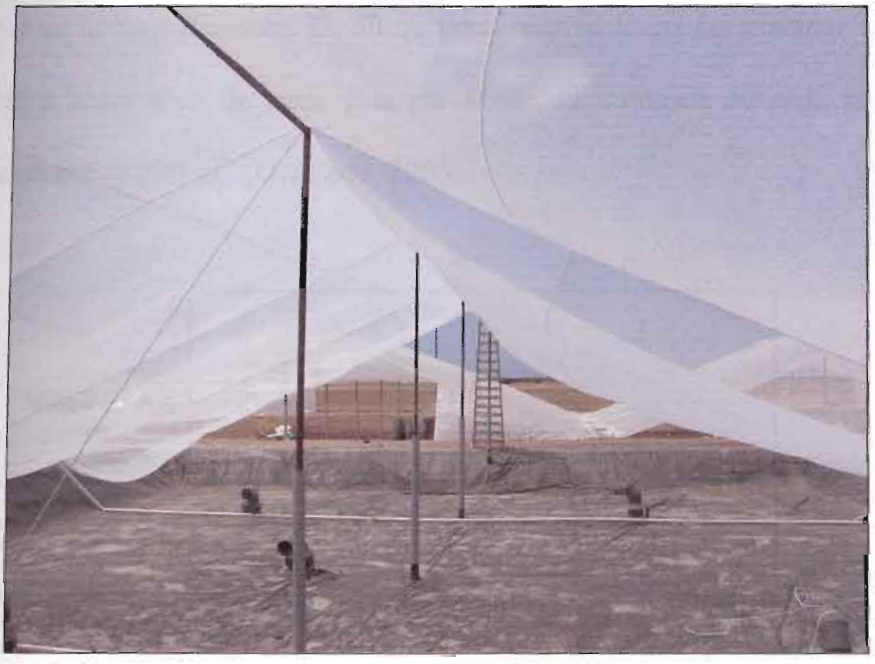


Figura 13.- Piscinas provistas con geomembranas cubiertas con sombra (Foto: autores).

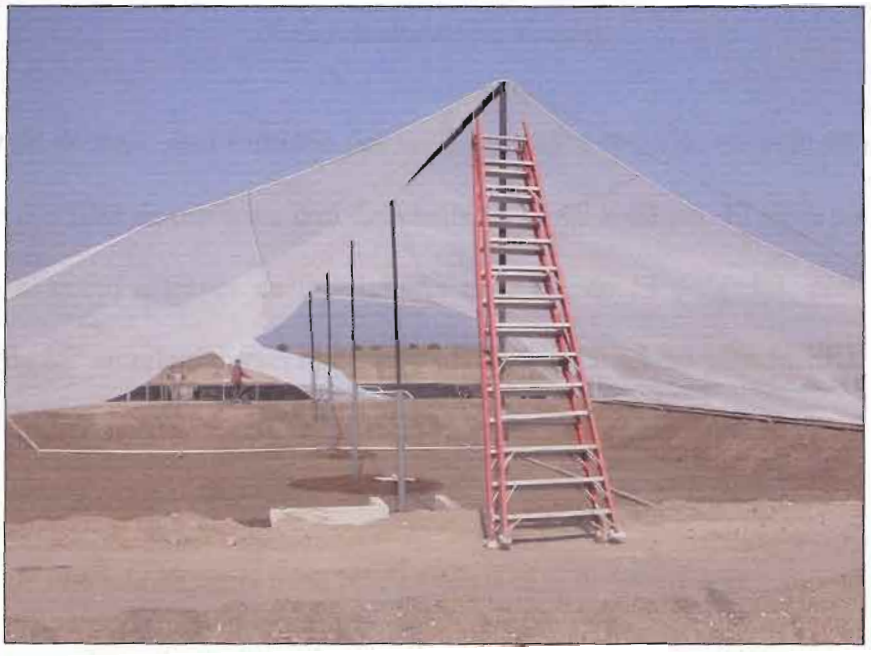


Figura 14.- Piscinas con fondos de tierra cubiertas con sombra. (Foto: autores).

Las piscinas, de forma rectangular, son de 20 x 25 metros (fig. 15), con declive de fondo de 20 cm y una pendiente de fondo de 0.8% hacia el lado de la salida,

permitiendo un drenaje eficiente. La altura promedio de todas las piscinas es de 1 m. De acuerdo a la columna de agua y la pendiente, el volumen de cada piscina será aproximadamente de 376 m^3 (Quevedo, 2005).

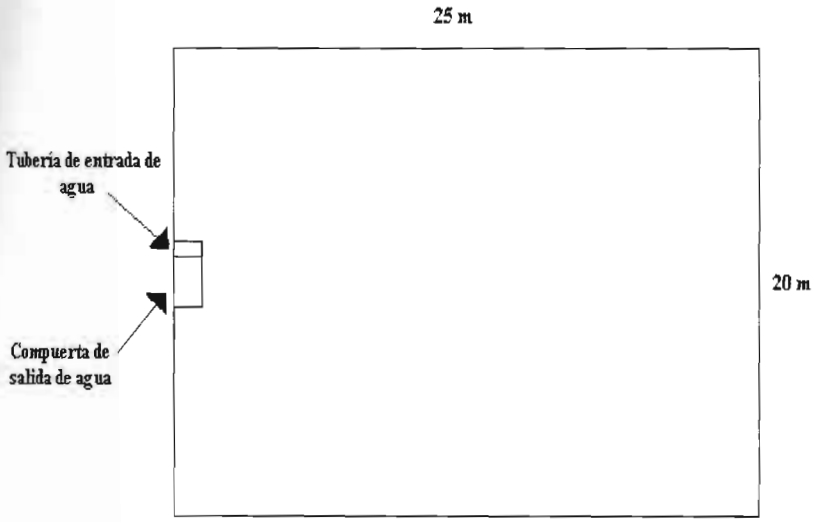


Figura 15.- Diseño de una piscina utilizada en el experimento (Fuente: Elaborado por autores).

El ***sistema de drenaje***, está formado por un ducto cajón cerrado, ubicado en la base del muro entre dos filas de piscinas, con dimensiones de 40 x 40 cm. El agua pasa desde la compuerta al ducto a través de una tubería de PVC de 14 pulgadas, con un ángulo horizontal de 45° en relación con el ducto y un declive de 45 cm para facilitar el drenaje de las piscinas (Quevedo, 2005).

El ***sistema de entrada de agua*** a las piscinas es a base de tuberías que van enterradas en un lado de los muros y mínimo 20 cm bajo la tierra para evitar daños por tráfico, dicha tubería está al costado de la compuerta (Fig. 16).

Figura 16.- Tubería de entrada de agua para las piscinas (Foto: autores).

3.1.3. Descripción del sistema de aireación

Las cuatro piscinas tienen diferentes sistemas de aireación, las dos piscinas con geomembrana tienen sistema de airlift (Fig. 17), las dos piscinas de tierra con sistema de difusores de 10 y 20 puntos (discos difusores y membranas difusoras, respectivamente, ver Figura 18 y 19); además todas están provistas del sistema de aireación AireO_2 (uno por piscina, usado como sistema de aireación alternativo), para tratar de mantener los niveles de oxígeno disuelto en valores mayores a 4 mg/l.

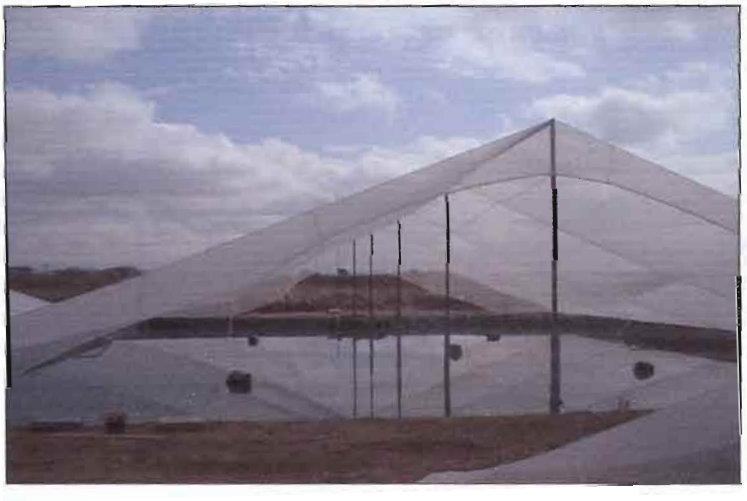


Figura 17.- Piscina provista con el sistema de airlift (Foto: autores).

Figura 18.- Piscina provista con el sistema de discos difusores, de 10 puntos (Foto: autores).

Figura 19.- Piscina provista con el sistema de membranas, de 20 puntos (Foto: autores).

El sistema de airlift lo tienen las piscinas # 28 y 33. Los airlifts (Fig. 20 y 21) están distribuidos en cinco puntos de la piscina (Fig. 22), tienen 3 metros de profundidad (tubo de concreto de 16'' de diámetro), conteniendo una tubería de PVC de 12" de diámetro con un codo de PVC de 12'' de diámetro en la parte superior y disco difusor con diafragma en la parte inferior; esta conformación le da un total de 4 metros de recorrido a las burbujas (1 metro de columna de agua de la piscina). Esto ayuda a mejorar la difusión de oxígeno debido a que la burbuja tendrá más tiempo y recorrido en contacto con el agua. Teóricamente su rendimiento es 4 veces superior a un airlift normal, por lo tanto reducirá el consumo de energía (Sonnenholzner, Com. Pers., 2005).

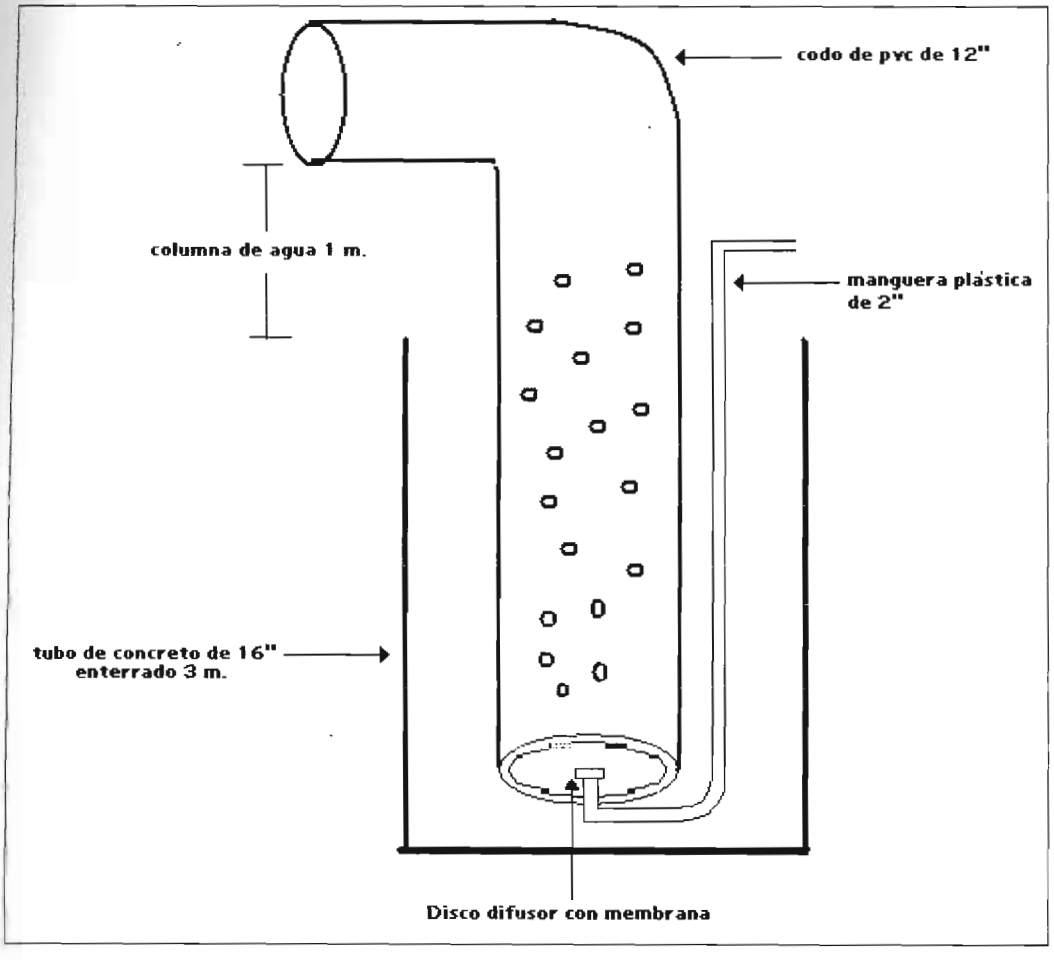


Figura 20.- Diseño de un airlift (Fuente: Elaborado por autores).

Figura 21.- Airlift instalado en una piscina provista con geomembrana (Foto: Autores).

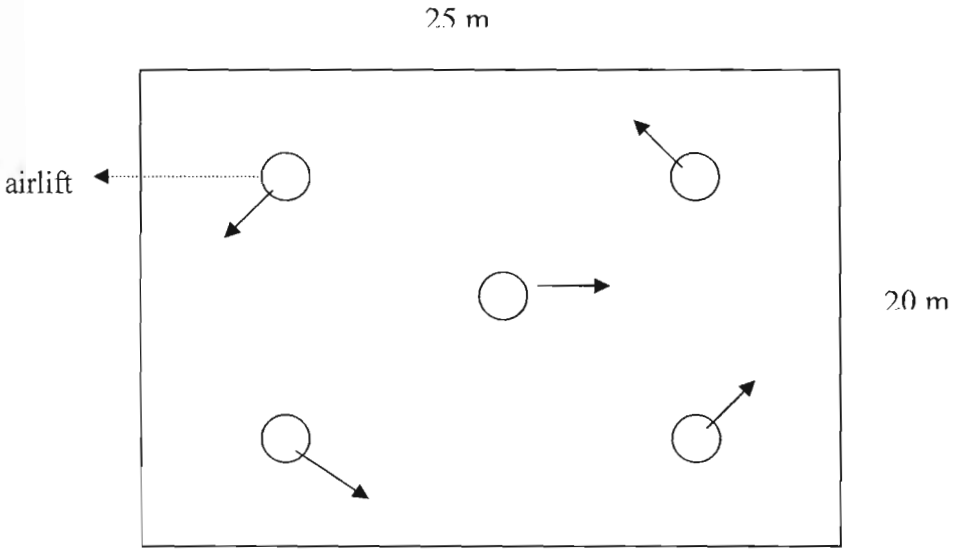


Figura 22.- Distribución de los airlift en la piscina (Fuente: Elaborado por autores).

Los sistemas de difusores los tienen las piscinas 20 y 21, el cual consiste en utilizar una membrana especial para difusión. La piscina 20 tiene 20 puntos de difusión (Fig. 23),

con la membrana en forma cilíndrica. La piscina 21 tiene 10 puntos de difusión (Fig. 24), con la membrana en forma de disco.

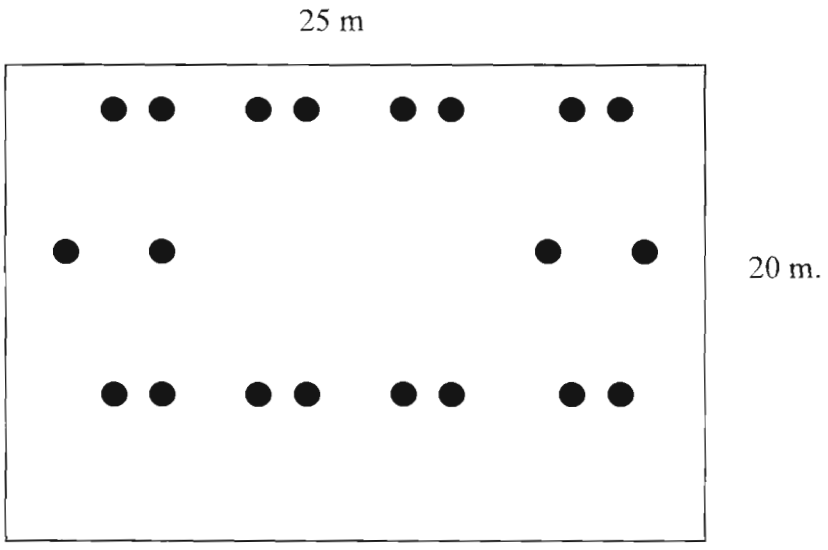


Figura 23.- Distribución de las membranas difusoras en una piscina, 20 puntos (Fuente: Elaborado por autores).

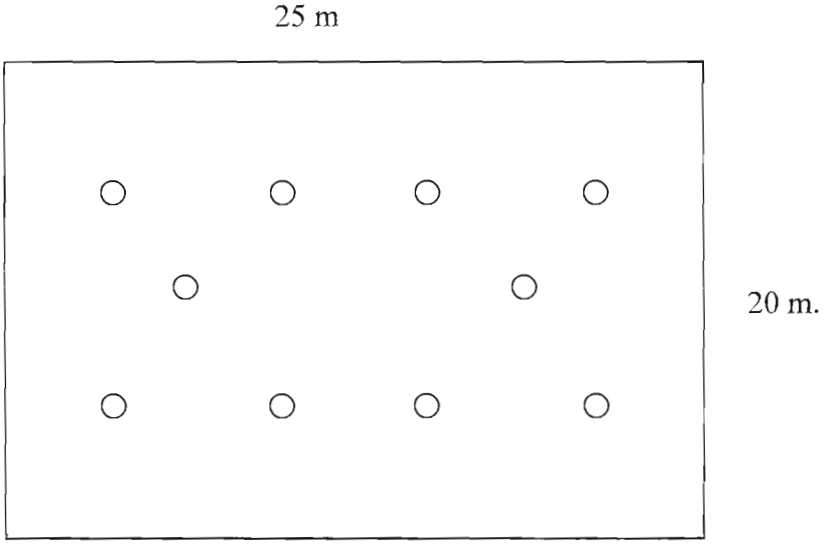


Figura 24.- Distribución de los discos difusores en una piscina, 10 puntos (Fuente: Elaborado por autores).

Como sistema auxiliar se utilizó equipo AireO_2 (Fig. 25), que consta de un motor eléctrico de 2 Hp (220 V), de turbina. Colocado a un lado de la compuerta, cada motor se colocó en una balsa sujeta con sogas en sus extremos.

Este sistema trabaja creando un vacío parcial en el agua, proporcionando aire a través del eje y dispersando el oxigeno al agua en una dirección horizontal. El aire que pasa a través del eje, posteriormente pasa hacia la hélice y sale a una alta velocidad en forma de burbujas finas, y se distribuye en el agua. Este sistema tiene como ventajas la alta transferencia de oxígeno, una mezcla completa aire-agua y alta tasa de circulación.

Figura 25.- Aire O_2 (Fuente: AQUATIC ECO-SYSTEMS, INC).

Como se indicó anteriormente, el sector A está distribuido en bloques de 6 piscinas con su respectivo blower cada uno (Tabla 5).

Tabla 5.- Especificación de los blowers en sus respectivos bloques.

Bloque	Sistema de aireación	Descripción del blower
15 – 20	Difusores de membrana	10 Hp, eléctrico y caudal de 300 pies^3 / min.
21 – 26	Discos difusores	10 Hp, eléctrico y caudal de 300 pies^3 / min.
27, 28, 29, 30 37 y 38	Airlift	22 Hp, diesel y caudal de 340 pies^3 / min.
31 – 36	Airlift	12.5 Hp, eléctrico y caudal de 140 pies^3 / min.

Fuente: Elaborado por autores.

3.1.4. Descripción del sistema de bombeo

El agua se obtiene directamente del estuario de Palmar con una salinidad de entre 36 a 40 ppt (en invierno 34 ppt). Nuestro sistema consta de dos estaciones de bombeo. La bomba principal (bomba con motor Caterpillar de 120 Hp y 9000 gpm de capacidad) alimenta al canal de aducción, el cual se comparte con tres granjas vecinas. Desde el canal de aducción, el agua es llevada al reservorio de la estación a través de una compuerta. La capacidad del reservorio de la estación es entre 20,000 y 25,000 m^3 de agua y con una extensión de una 1 Ha y 3 m de profundidad. Por medio de una bomba (caudal de 1 m^3 / min) el agua es distribuida a las diferentes piscinas (Quevedo, 2005).

Por medio de una tubería madre de 10 pulgadas, el agua es llevada desde el reservorio a las piscinas, y es descargada en las piscinas por una tubería de 6 pulgadas, la que consta de un tapón en el extremo del vertido. Se instalaron válvulas en la tubería madre para aislar diferentes sectores en el momento del llenado. El tiempo de llenado por piscina es de 2 horas considerando un caudal de 830 gpm (Quevedo, 2005).

3.2. DESCRIPCIÓN DEL CULTIVO

3.2.1. **Transporte y transferencia de peces**

La preparación de las piscinas se la realizó un mes antes de la siembra, tiempo durante el cual se instalaron las telas de sombra, se limpiaron las piscinas con geomembrana y se probó el sistema de aireación. Se realizaron dos llenados y vaciados por piscina para ayudar en la limpieza de las mismas.

En la piscina # 33 se realizó un tratamiento con sulfato de cobre (20 ppm, alguicida) y formol (20 ppm, bactericida) dos semanas antes de la siembra, con el fin de disminuir el bloom de algas y así tener agua menos turbia, requisito importante en el cultivo de huayaipe. El agua tomó una coloración azulada de forma inmediata. Al cuarto día el agua estaba cristalina, pero se observó en el fondo residuos de color azul verdoso. Esta agua se utilizó para la primera siembra en la piscina 33.

El primer lote sembrado en la piscina 33 tenia un peso promedio de 83.04 ± 31.33 y un total de 194 animales. Debido a las altas mortalidades obtenidas en la primera semana

de cultivo, presumiblemente debido al efecto de los residuos del sulfato de cobre sobre los animales, originados por la alta dosis que se utilizó, se optó por descartar este lote y realizar una nueva limpieza de la piscina para ser sembrada con un nuevo lote de peces provenientes de un desove de los mismos reproductores.

Los peces fueron transportados desde el CENAIM en San Pedro hasta la Estación Experimental CENAIM-ESPOL en Palmar, en una camioneta de dicha institución. El tiempo aproximado de traslado fue de 15 minutos por cada viaje.

Para la captura de los peces se bajó el nivel de la columna de agua del tanque (a 20 cm de columna de agua) y se utilizaron chayos y baldes. A medida que se iban sacando los animales de los tanques, se los iba contando y clasificando por talla separándolos en dos tallas distintas en un tanque cada talla. Una vez clasificados, se tomó una muestra de cada tanque para obtener el peso promedio (43.65 ± 10.24 g, 83.04 ± 31.33 g).

Para la "siembra" se transportaron los peces en un tanque de transporte de larvas, de una tonelada de capacidad con abastecimiento de oxígeno. Se realizaron cuatro viajes en los cuales se llevó aproximadamente 200 animales por viaje. Los peces se llevaron contados y pesados (Tabla 6) para la "siembra" en su respectiva piscina. Se tuvieron mortalidades del 1% aproximadamente durante la transferencia, las cuales no se consideró como dato de "siembra", debido a eso tuvimos densidades de siembra ligeramente diferentes por piscina (Tabla 6).

Tabla 6. Densidades y pesos promedios de siembra en las respectivas piscinas.

VARIABLES DE SIEMBRA	PISCINAS			
	20	**21**	**28**	***33**
Densidad (peces / m^2)	0.40	0.36	0.40	0.25
Peso promedio (g)	43.65 ± 10.24	83.04 ± 31.33	43.65 ± 10.24	46.25 ± 8.65
Edad (días)	75	90	75	60

*En esta piscina debido a altas mortalidades durante las dos primeras semanas de cultivo, se optó por realizar una segunda siembra.
Fuente: Investigación realizada.

No se realizó ningún tipo de aclimatación debido a que no había diferencia importante entre el agua del tanque de transferencia y el de las piscinas (menor o igual a 1°C). Los peces fueron colocados directamente a la piscina con la ayuda de baldes en grupos de 10 peces.

3.2.2. Metodología de alimentación

Para la alimentación de los peces en las piscinas se utilizó alimento balanceado artificial peletizado (estrusado) que se usa para la alimentación de trucha (40% proteínas y 15% lípidos). Se emplearon tres tamaños de pellets (3/32, 1/8, 5/32). El pellet más usado durante el experimento fue el 5/32.

Para este cultivo se suministraron 3 dosis diarias de alimento. La alimentación se realizó *ad libitum*. Los horarios de alimentación fueron a las 08h00, 12h00 y 16h00 durante todos los días de la semana (anexo 1), y el alimento se suministró al voleo en los puntos donde se encontraban los peces. Dichos puntos variaron debido a la infraestructura del sistema de aireación (los peces se ubicaron bajo los airlifts en las piscinas provistas con geomembrana y en las piscinas de tierra se localizaron debajo de los Aire O_2 y también se ocultaban debajo de los discos en la piscina de 10 puntos). Este comportamiento se debe a que los peces buscaban sombra, aparentemente debido a que la malla de sombra que se instaló no dió la protección esperada contra la luz solar directa (menos del 50%, ver Anexo 2).

Se realizó seguimiento del alimento suministrado para determinar el desperdicio durante cada dosis, contando el número de pellets sobrante en las piscinas (peso promedio individual del pellet 0.1 g).

3.2.3. **Muestreo de crecimiento y supervivencia**

Los muestreos de crecimiento se realizaron cada dos semanas. Para esto se bajaba el nivel de las piscinas dejando una altura de 40 cm de columna de agua. Para facilitar la captura se lanzaba alimento cerca de la compuerta para atraer a los peces y con la ayuda de un chinchorro se hacía un encierro varias veces hasta obtener el número requerido de peces (el 10% de la población estimada) y éstos eran colocados en una jaula (3 por 1 por 1.5 m de largo, ancho y profundo, respectivamente) dentro de la piscina para ir pesando en grupos de 5 animales y así evitar el estrés excesivo.

Para manipular los peces se utilizó una hielera de 80 lts (Rubbermaid®) en la cual se agregaba el anestésico 2-Phenoxy-ethanol (Sygma®, 0.11 – 0.22 mg por litro, de acuerdo a la temperatura del agua); luego de muestrear cada piscina se descartaba el agua con el anestésico. En la hielera se colocaban lotes de 5 animales durante dos minutos y se pesaban con una balanza digital portátil OHAUS® modelo LS200, tratando hacer el pesaje lo más rápido posible para evitar el estrés. A pesar de estas precauciones, se obtuvo mortalidades post-muestreo.

Para llevar el control de supervivencia se contabilizaron los peces muertos que se observaban flotando en las piscinas. La mayor cantidad de animales muertos se daban en los días posteriores a los muestreos. Uno de los problemas que existió para el cálculo de mortalidad fue la presencia de perros en la estación, ya que estos se comían los peces moribundos y muertos, antes de ser contabilizados; esto se observó a lo largo de todo el cultivo, por eso el dato de supervivencia quincenal en las piscinas es un estimado (Anexo 3). Igualmente se observó la presencia de pájaros que se alimentan usualmente de peces, tales como el martín pescador (*Chloroceryle americana*) en los alrededores de las piscinas de la estación, pero no se pudo precisar si ejercieron depredación directa en las piscinas de cultivo de huayaipes.

3.2.4. **Monitoreo de parámetros físico-químicos**

Los parámetros físico-químicos tomados en consideración fueron: oxígeno, temperatura, turbidez, salinidad, pH y amonio.

Cada día a las 08H00, 12H00, 16H00, 20H00, 00H00 y 04H00 se midió la temperatura del agua y concentración de oxígeno disuelto (medidor de campo YSI® 550). Ver anexo 4.

La turbidez (disco Secchi) y la salinidad (refractómetro ATAGO® S-100) también fueron medidas diariamente a las 12H00 (anexo 5).

Semanalmente se medía el pH (anexo 6) y se tomaba una muestra de agua cerca de la compuerta en botellas plásticas y eran llevadas al CENAIM para sus respectivos análisis de amonio total (anexo 7). Para el cálculo de amonio no ionizado se utilizó la siguiente fórmula (Piper, 1982):

$$NH_3 = (\text{ppm (Amonio total)} \times \text{\% Amonio no ionizado}) \ / \ 100$$

NH_3: Amonio no ionizado.

Amonio total: dato dado por el laboratorio de calidad de agua.

% Amonio no ionizado: depende de la temperatura y pH. Dado por la tabla B-1 (Pipper, 1982). Ver anexo 7.

3.2.5. **Muestreo de fitoplancton y zooplancton**

Las tomas de muestras de fitoplancton se realizaron semanalmente, obteniendo las muestras en botellas plásticas cerca de la compuerta para luego ser llevadas al laboratorio de fitoplancton en el CENAIM, para ser analizadas mediante el método de la cámara de Neubauer (ver anexo 8).

Quincenalmente se realizaba la toma de muestras de zooplancton, para lo cual se utilizó una red de plancton estándar de 300 μm. El arrastre se lo hizo formando una figura 8 dentro de la piscina (recorrido de 100 m aproximadamente). Las muestras eran colocadas en envases plásticos y llevadas al CENAIM para su respectivo análisis y conteo (ver anexo 9), mediante el método de Bogoroff.

Realizamos también al final de la corrida análisis microbiológicos de los peces cosechados. Tomamos un pez por piscina, para así determinar la presencia de algún tipo de patógeno. Se realizaron pruebas de frotis de la mucosidad de piel, ojos y branquias, e igualmente pruebas de macerados de riñón, hígado y corazón, para seguidamente hacer las pruebas bioquímicas para determinar tipos de bacterias presentes, utilizando el protocolo de análisis bioquímica del departamento de microbiología del CENAIM (ver anexo 10). Se obtuvo como resultado la presencia mayoritaria de *Pseudomonas* spp., *Vibrio* spp. y *Renibacterium* spp.

CAPITULO IV.

4. ASPECTO ECONÓMICO

4.1. COSTOS DE CONSTRUCCIÓN DE PISCINAS

El experimento se realizó en las instalaciones de la estación experimental CENAIM-ESPOL, en el Sector A, el cual consta de un lote de 49 piscinas de tamaño pequeño, construidas para experimentación acuícola. Las piscinas utilizadas para el cultivo de los huayaipes fueron diseñadas originalmente para el cultivo de camarón de modo intensivo y experimental, por lo cual son de tamaño reducido, provistas de un sistema de alimentación de agua no típico para una granja comercial, y de un sistema para la instalación de invernaderos plásticos. A continuación, se describirá los diferentes costos en la construcción e implementación de las piscinas utilizadas para el cultivo de huayaipe.

El costo de movimiento de tierra para la construcción de las 49 piscinas (0.05 ha cada una) del sector A fue de $ 47,680 en total, por lo tanto el estimado para construir una piscina de 0.05 ha es de $ 973.06 (Quevedo, 2005).

En las tablas 7 y 8 describiremos los costos de infraestructura tanto para una piscina con y sin geomembrana, en los cuales también incluimos los costos para las estructuras de entrada y salida de agua en dichas piscinas.

Tabla 7.- Costos de infraestructura para una piscina de 0.05 ha provista con geomembrana (julio 2005, en dólares americanos).

Materiales	Cantidad	Precio unitario	Total
Liner Premax S.	750 m2	$ 1,269.96 / 750 m2	1,269.96
Instalación de liner			275.00
Compuerta	1	$ 461.00	461.00
Tabla	20	$ 0.85	17.00
Mallas para filtros	1	$ 13.00	13.00
Ducto cajón (0.24 m2)		$ 865.27	865.27
Tubería 14 in			92.00
Bolso de llenado (250 um)	1	$ 35.00	35.00
Tapón	1	$ 10.00	10.00
TOTAL			3,038.23

Fuente: Quevedo, 2005 y División Financiera del CENAIM.

Tabla 8.- Costos de infraestructura para una piscina de 0.05 ha sin geomembrana (julio 2005, en dólares americanos).

Material	Cantidad	Precio unitario	Total
Compuerta	1	$ 461.00	461.00
Tabla	20	$ 0.85	17.00
Mallas para filtros	1	$ 13.00	13.00
Ducto cajón (0.24 m2)		$ 865.27	865.27
Tubería 14 in			92.00
Bolso de llenado (250 um)	1	$ 35.00	35.00
Tapón	1	$ 10.00	10.00
TOTAL			1,493.27

Fuente: Quevedo, 2005 y División Financiera del CENAIM.

El sector A de la Estación Experimental CENAIM-ESPOL, lugar donde se realizó el experimento, consta de tres diferentes sistemas de aireación; cada bloque conformado por seis piscinas tiene su sistema de aireación propio.

En las tablas 9, 10 y 11 se ilustra el desglose de los materiales usados para cada sistema. Es importante mencionar que también se utilizó un sistema auxiliar de aireación para casos de emergencia, los aireadores de turbina Aire O_2 (Tabla 12).

Tabla 9.- Costos del sistema Airlift para dos piscina de 0.05 ha cada una (julio 2005, en dólares americanos).

MATERIAL	CANTIDAD POR PISCINA	CANTIDAD TOTAL	PRECIO UNITARIO	TOTAL
Tubo de concreto de 15"	15 m.	30 m.	$ 9.00 / m.	112.00
Codo de PVC 10"	5	10	$ 112.00	1,120.00
Tubo PVC corrugado de 10"	15 m.	30 m.	$ 33.60 / m.	1,008.00
Tubo PVC 75 x 2 mm.	45 m.	90 m.	$ 2.50 / m.	225.00
Manguera plástica transparente de 3/4"	8 m.	16 m.	$ 0.59 / m.	9.44
Disco (diafragma)	5	10	$ 18.00	180.00
Blower eléctrico de 12.5 Hp*	Piscina #33	1	4,000	4,000.00
Blower de diesel de 22 Hp**	Piscina #28	1	3,500	3,500.00
TOTAL				10,154.44

*Usado para un bloque de 6 piscinas (piscinas de la #31 hasta la 36)
**Usado para un bloque de 6 piscinas (piscinas #27, 28, 29, 30, 37 y 38)
Fuente: División Financiera del CENAIM.

Tabla 10.- Costos del sistema de difusores de disco, 10 puntos, para una piscina de 0.05 ha (julio 2005, en dólares americanos).

MATERIAL	CANTIDAD POR PISCINA	CANTIDAD TOTAL	PRECIO UNITARIO	TOTAL
Tubo de PVC 75 x 2 mm.	65 m.	65 m.	$ 2.50 / m.	162.50
Discos difusores	10	10	18.00	180.00
Blower eléctrico de 10 Hp*	Piscina #21	1	2,115.68	2,115.68
TOTAL				2,458.18

*Usado para un bloque de 6 piscinas (piscinas de la #21 hasta la 26)
Fuente: División Financiera del CENAIM.

Tabla 11.- Costos del sistema de difusores de membrana, 20 puntos, para una piscina de 0.05 ha (julio 2005, en dólares americanos).

MATERIAL	CANTIDAD POR PISCINA	CANTIDAD TOTAL	PRECIO UNITARIO	TOTAL
Tubo PVC 75 x 2 mm.	80 m.	80 m.	$ 2.5 0/ m.	200.00
Membrana	20	20	12.50	250.00
Blower eléctrico de 10 Hp*	Piscina #20	1	2,115.68	2,115.68
TOTAL				2,565.68

*Usado para un bloque de 6 piscinas (piscinas de la #15 hasta la 20)
Fuente: División Financiera del CENAIM.

Tabla 12.- Costos del sistema de Aire O_2 en una piscina de 0.05 ha (julio, 2005, en dólares americanos).

MATERIAL	CANTIDAD POR PISCINA	CANTIDAD TOTAL	PRECIO UNITARIO	TOTAL
Cableado*	20 m.	20 m	$ 2.50 / m.	50.00
Aire O2**	1	1	762.46	762.46
TOTAL				812.46

*La cantidad de cable dependera de la distancia que se encuentre al toma corriente, estos valores son aproximados.

**Aire O2 de 2 Hp, turbina, 1 fase y 60 Hz

Fuente: División Financiera del CENAIM.

La implementación que se realizó fue la colocación de la malla blanca de polietileno (TRADEPLAST, Quito) con la finalidad de dar sombra a las piscinas (Tabla 13); utilizando la misma estructura para la instalación de invernaderos.

Tabla 13.- Costos de sombra para una piscina de 0.05 ha (julio, 2005, en dólares americanos).

MATERIAL	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL
Malla blanca de polietileno (TRADEPLA	625 m2	$ 0.30 / m2	187.50
Soga 1/2"	170 m.	$ 0.225 / m.	38.25
Soga de 1/4"	115 m.	$ 0.07 / m.	8.05
Grilletes sencillos	6	$ 0.10	0.60
U de acero galvanizado	6	$ 0.10	0.60
Cable de acero galvanizado plastificado 1/4"	74 m	$ 1.20 / m.	88.80
Cable de acero galvanizado plastificado 1/8"	60 m.	$ 0.40 / m	24.00
Grilletes	12	$ 0.06	0.72
Tubo de hierro	35.5 m.	$ 4.25 / m.	150.88
Agarraderas plásticas	1 funda	$ 4.15	4.15
Mano de obra (infraestructura)*	4 personas	$ 8.00 / diario	64.00
Mano de obra (elaboración de sombras)	1 sombra	$ 25.00	25.00
TOTAL			592.55

*2 días de trabajo, $8 por persona el día

Fuente: División Financiera del CENAIM.

4.1.1. Costos de adecuación de piscinas

La finalidad de este proyecto es adecuar y aprovechar la infraestructura existente de camaroneras inactivas para el cultivo de huayaipe en la fase de engorde hasta llegar a un peso mayor de un kilo (peso comercial). Para esto, un punto importante es la selección del sitio, que deben ser camaroneras que tomen el agua directamente del mar debido a las características del huayaipe.

Explicaremos los costos de construcción para una piscina de 0.10 ha., con dimensiones de 50 x 20 m (largo y ancho respectivamente). Dentro de los costos que vamos a analizar no se tomarán en cuenta los de la estación de bombeo, infraestructura (vivienda, bodegas, instalaciones eléctricas), debido a que la camaronera seleccionada para el cultivo constará de la infraestructura mencionada. Para la implementación de la sombra se utilizará malla negra de polietileno que solo cubrirá el 50% de la superficie de la piscina. Se plantea utilizar la malla negra debido a que la usada en el experimento no dio el porcentaje de sombra deseado (50% de sombra, Anexo 2). Con la finalidad de reducir costos se deben utilizar los materiales que a continuación se describen en la tabla 14. El sistema de aireación a utilizar es el de paletas, debido a que es más económico y no remueve los fondos como el sistema de difusión de burbujas ni como el sistema auxiliar de Aire O_2.

Tabla 14.- Costos de sombra para una piscina de 0.10 ha (julio 2005, en dólares americanos).

MATERIALES	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL
Malla negra de polietileno (TRADEPLA	625 m2	$ 0.45 / m2	281.25
Soga 1/2"	270 m.	$ 0.225 / m.	60.75
Soga de 1/4"	175 m.	$ 0.07 / m.	12.25
Grilletes sencillos	6	$ 0.10	0.60
U de acero galvanizado	6	$ 0.10	0.60
Grilletes	12	$ 0.06	0.72
Caña*	36 m.	$ 4.00 / caña.	36.00
Agarraderas plásticas	1 funda	$ 4.15	4.15
Mano de obra (infraestructura)**	4 personas	$ 8.00 / diario	64.00
Mano de obra (elaboración de sombras)	1 sombra	$ 25.00	25.00
TOTAL			485.32

*1 caña mide 4 metros.

**2 días de trabajo, $8 por persona el día

Fuente: División Financiera del CENAIM.

Tabla 15.- Costos del sistema de paleta para una piscina de 0.10 ha (julio 2005, en dólares americanos).

MATERIAL	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL
Aireadores de paleta de 2 Hp*	1	$ 2,184.00	2,184.00
Palos**	18 m.	$5.50 / palo	16.50
TOTAL			2,200.50

*Aireador de paleta a diesel, con 8 paletas, 4 ejes pequeños y 1 eje grande.

**6 metros cada palo, usados como soporte para las paletas.

Fuente: División Financiera del CENAIM.

La tabla 16 describe los costos de adecuación de una piscina provista con geomembrana. Estos datos corresponden para una piscina de 0.10 Ha.

Tabla 16.- Costos de infraestructura para una piscina de 0.10 ha provista con geomembrana (julio 2005, en dólares americanos).

Material	Cantidad	Precio unitario	Total
Liner Premax S.	1500 m2	$ 1,269.96 / 750 m2	2,539.92
Instalación de liner			550.00
Compuerta mediana	1	$ 461.00	632.55
Tabla	20	$ 0.85	17.00
Mallas para filtros	1	$ 13.00	13.00
Ducto cajón (0.24 m2)		$ 865.27	865.27
Tubería 14 in			92.00
Bolso de llenado (250 um)	1		35.00
Tapón	1	$ 10.00	10.00
TOTAL			4,754.74

Fuente: División Financiera del CENAIM, Quevedo, 2005.

La tabla 17 nos muestra un ejemplo de adecuación de una piscina de 1 ha para dividirla en 10 piscinas de 0,10 ha. Las adecuaciones que planteamos son las de elaboración de muros divisorios.

Tabla 17.- Costo de elaboración de muro divisorio para una piscina de 0,10 ha. (julio 2005, en dólares americanos).

REQUERIMIENTO / PISCINA	UNIDAD	CANTIDAD	$ / m^3	P.U TOTAL²
MURO DIVISORIO	m^3	150	6,39	958,50
Total				**$ 958,50**

Fuente: Sinche y Vera, 2005.

4.2. COSTOS DE PRODUCCIÓN.

Dentro de este punto vamos a analizar los principales costos de producción del experimento entre los cuales tenemos alimentación y consumo de energía.

Tabla 18.- Costos de alimentación de las cuatro piscinas, durante los cuatro meses de cultivo (julio 2005, en dólares americanos).

PISCINAS	Alimento suministrado	Precio Unitario*	Total
20	59.73	$ 0.88 / kg	52.56
21	59.33	$ 0.88 / kg	52.21
28	50.93	$ 0.88 / kg	44.82
33	81.52	$ 0.88 / kg	71.65
TOTAL	251.51		221.24

*Cada saco equivale a 25 kg y tiene un valor de $ 22.00
Fuente: Elaborado por autores.

En la tabla 19 describimos el costo y consumo de los blowers tanto por energía comercial y por generador, cabe mencionar que los consumos son de los cuatro bloques del sector A y no el consumo individual de las piscinas.

Tabla 19.- Costo y consumo de energía de los blower del sector A de la Estación Experimental Palmar en los cuatro meses de cultivo (julio 2005, en dólares americanos).

PISCINA	TIEMPO (horas)	Promedio Kw hora / día	Total de Kw hora		Costo Kw hora		Total		TOTAL	Blower
			Generador	Comercial	Generador	Comercial	Generador	Comercial		
20	816.5	81.11	3,076.85	3,006.07	0.10	0.18	307.69	541.09	848.78	Eléctrico 10 Hp
21	758.5	75.34	2,883.15	2,767.67	0.10	0.18	288.32	498.18	786.50	Eléctrico 10 Hp
28	414.5	90.58	6,793.65		0.10		679.37		679.37	Diesel 22 Hp
33	723.0	89.77	3,603.93	3,129.00	0.10	0.18	360.39	563.22	923.26	Eléctrico 12.5 Hp
TOTAL									3,238.26	

Fuente: Elaborado por autores.

Los siguientes datos nos muestran el consumo proporcional de energía por piscina durante el tiempo de cultivo, dichos costos son un promedio de las cuatro piscinas de cada bloque.

Tabla 20.- Costo proporcional del consumo de energía (julio 2005, en dólares americanos).

PISCINA	COSTO UNITARIO
20	141,46
21	131,08
28	113,23
33	153,94
TOTAL	539,71

Fuente: Elaborado por autores.

La siguiente tabla 21 nos muestra el consumo y costo de los aireadores Aire O_2 por piscina; el uso de este sistema auxiliar fue esporádico debido a que solo se lo utilizó cuando fue necesario (cuando el nivel de oxígeno disuelto cayó a menos de 4 ppm).

Tabla 21.- Costos y consumo de energía de los Aire O_2 en las cuatro piscinas de experimentación (julio 2005, en dólares americanos).

PISCINA	TIEMPO (horas)	Promedio Kw hora / día	Total de Kw hora		Costo Kw hora		Total		TOTAL	Blower
			Generador	Comercial	Generador	Comercial	Generador	Comercial		
20	70.5	2.63		105.05		$0,18		18.91	18.91	Eléctrico 10 Hp
21	94.5	3.52		140.81		$0,18		25.35	25.35	Eléctrico 10 Hp
28	110.5	4.12		164.65		$0,18		29.64	29.64	Diesel 22 Hp
33	151.0	5.62		224.99		$0,18		40.50	40.50	Eléctrico 12.5 Hp
TOTAL									114.39	

Fuente: Elaborado por autores.

A continuación mostramos el costo de los materiales y equipos necesarios para toma de parámetros, muestreos y alimentación (tabla 22).

Tabla 22.- Costos de materiales y equipos necesarios para el cultivo (julio 2005 en dólares americanos).

MATERIAL	CANTIDAD	PRECIO UNITARIO	TOTAL
Balanza digital de 500 g.	1	256.48	256.48
Balanza tipo reloj de 25 kg	1	21.91	21.91
Oxigenómetro (YSI 550)	1	923.89	923.89
Refrectómetro	1	42.00	42.00
Tiras de pH	1 caja	17.00	17.00
Chayos	2	14.75	29.50
Jaula plástica*	1		30.00
Hielera	1	35.00	35.00
Chinchorro (15x3 m.)	1	40.00	40.00
TOTAL			1,395.78

*Incluido los materiales y mano de obra.

Fuente: Elaborado por autores.

Los costos del personal de trabajo están estimados para el manejo de 10 piscinas de 0,10 ha cada una. Para esto se necesitarán dos operarios y un técnico, los cuales ganarán $ 150 mensuales por operario y $ 250 mensuales en el caso del técnico.

CAPÍTULO V

5. RESULTADOS

5.1. ANÁLISIS DE DATOS DE CRECIMIENTO

La Tabla 23 nos muestra los datos de crecimiento quincenales obtenidos de cada piscina durante el periodo de cultivo. Las piscinas 20 y 28 tuvieron un peso promedio inicial de 43.65 ± 10.24 gramos, mientras que la 21 y 33 tuvieron 83.04 ± 31.33 y 43.25 ± 8.65 gramos respectivamente. Podemos observar crecimiento negativo en ciertos muestreos de las piscinas 20, 21 y 28, probablemente debido a mortalidades por estrés causado en los peces por el muestreo y al efecto de enfermedades. Después de los 112 días de cultivo, la piscina 33 fue la que obtuvo mayor crecimiento (389.95 ± 66.55 gramos) y la que menos problemas presentó.

Tabla 23.- Datos de crecimiento quincenal de los peces.

	PISCINAS			
Muestreos	**20**	**21**	**28**	**33***
Primer muestreo	61.01 ± 19.55	96.93 ± 35.72	59.36 ± 16.39	75.69 ± 10.67
Segundo muestreo	81.03 ± 22.77	129.94 ± 40.02	54.52 ± 17.00	147.09 ± 28.99
Tercer muestreo	85.97 ± 32.33	138.30 ± 31.60	79.53 ± 28.40	194.92 ± 34.71
Cuarto muestreo	106.68 ± 50.41	170.74 ± 54.26	85.23 ± 27.40	233.86 ± 45.36
Quinto muestreo	152.60 ± 64.05	163.73 ± 43.85	142.66 ± 64.42	290.48 ± 56.27
Sexto muestreo	188.91 ± 62.42	181.80 ± 58.06	173.27 ± 68.51	318.19 ± 45.38
Séptimo muestreo	253.46 ± 78.88	205.40 ± 45.45	191.57 ± 69.77	352.16 ± 59.97
Octavo muestreo	238.81 ± 98.18	240.50 ± 63.71	249.22 ± 85.89	389.95 ± 66.55

* Se descarto el primer lote, debido a la alta mortalidad en los primeros 15 días, por lo cual se reemplazo con un nuevo lote.

Fuente: Elaborado por autores.

En la figura 26 se muestra un gráfico de curvas de crecimiento, en el que se reporta que la piscina #33 tuvo los mayores promedios de crecimiento (R^2 = 0.9955); esta diferencia en el crecimiento se pudo haber dado por razón de que a esta piscina se le hizo un tratamiento antes de la siembra mientras que las otras piscinas no tuvieron dicho tratamiento.

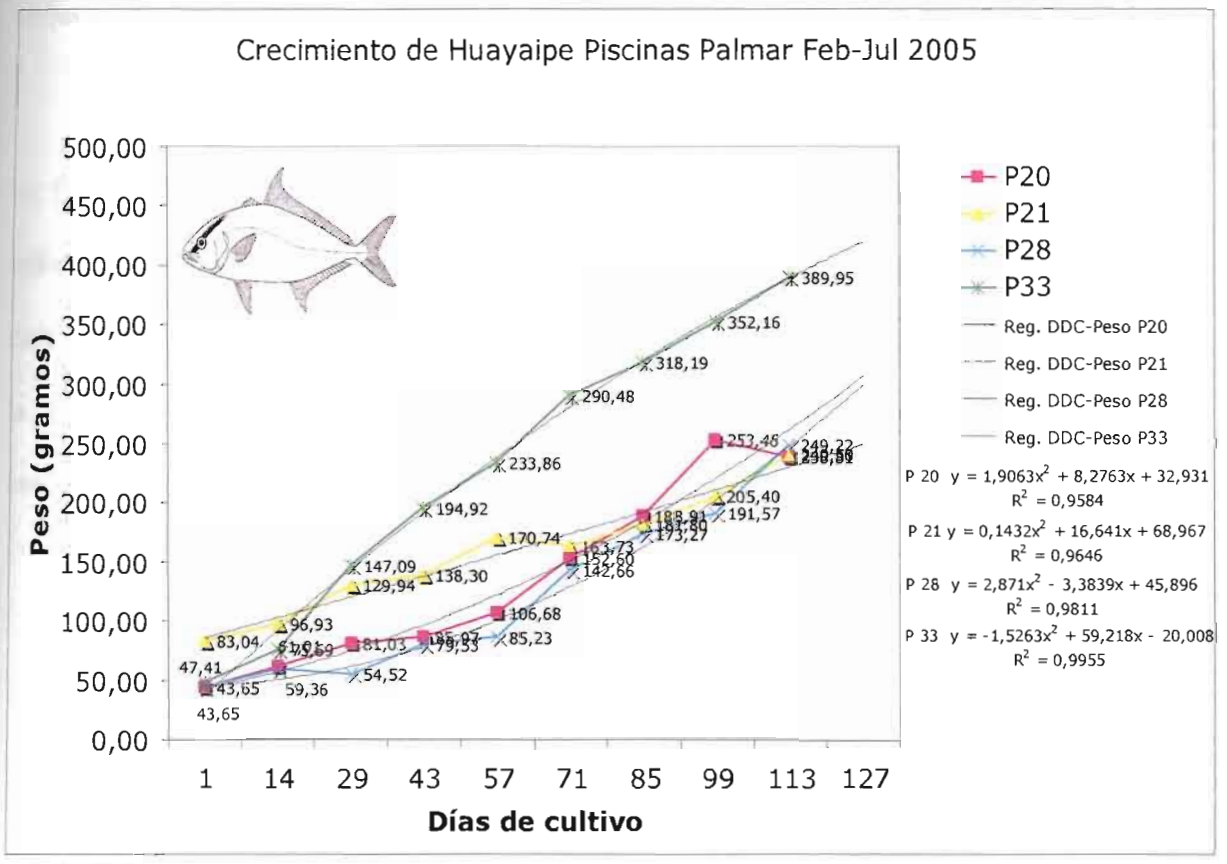


Figura 26.- Curvas de crecimiento con regresión lineal de cada piscina con los pesos promedios de muestreo (Fuente: Blacio, 2003).

En el análisis estadístico realizado (ANOVA, anexo 11) se encontró diferencias significativas en el crecimiento desde el primer muestreo hasta la cosecha entre las cuatro piscinas ($p < 0.05$). La mayor diferencia se observó a partir del tercer muestreo, en el que el crecimiento de la piscina 33 aumentó significativamente en relación con las otras piscinas y mantuvo este comportamiento hasta la cosecha. La piscina 21 mantuvo un crecimiento sostenido, el mismo que declinó en el quinto muestreo, llegando a un peso promedio de cosecha prácticamente igual al de las piscinas 20 y 28. Entre las piscinas 20 y 28 se observó diferencias significativas ($p < 0,05$) en el muestreo 7, pero ambas terminaron aproximadamente con el mismo peso promedio de cosecha.

La figura 27, que se muestra a continuación, se realizó usando todos los datos individuales de peso tomados en los muestreos que se realizaban quincenalmente en cada una de las piscinas. Aquí nuevamente podemos destacar el crecimiento obtenido en la piscina # 33, mientras que en las piscinas # 20 y 28 se pudo observar un comportamiento de crecimiento similar.

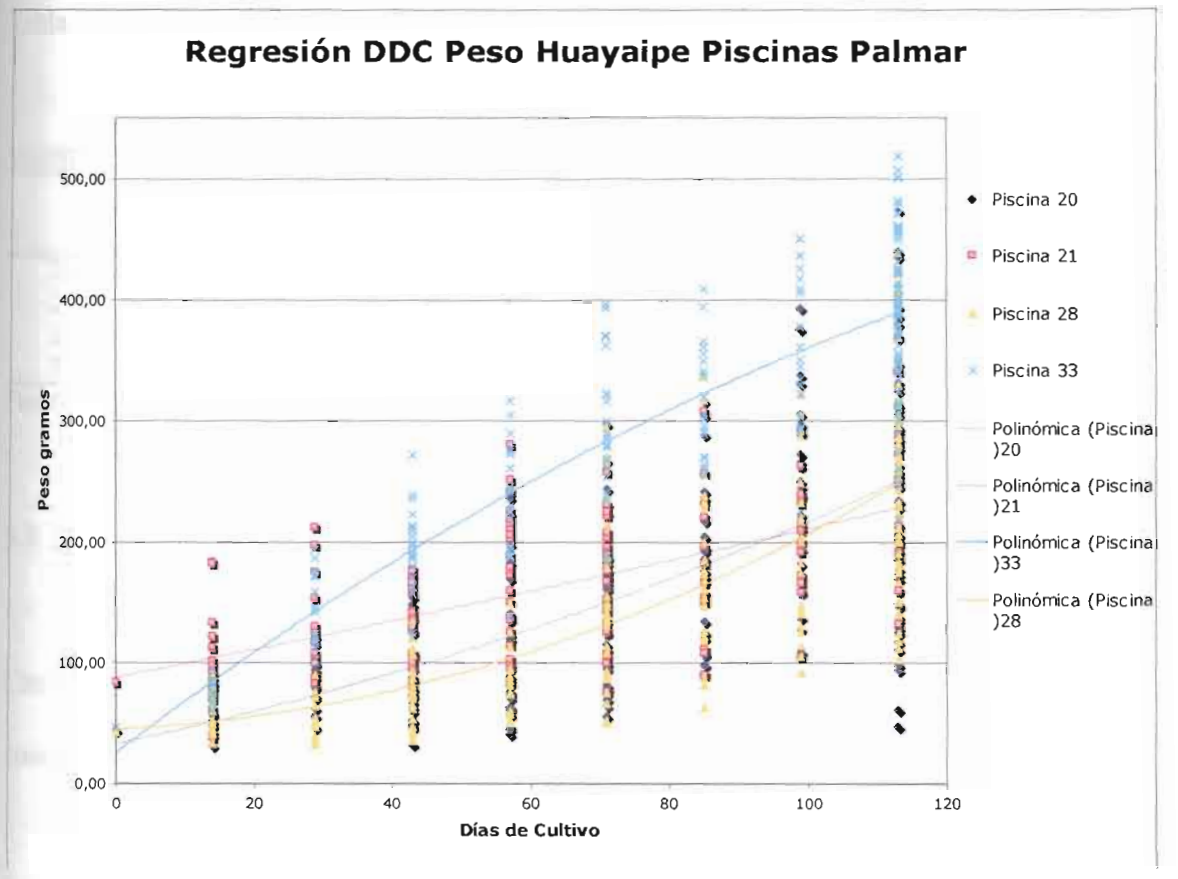


Figura 27.- Curvas de regresión DDC-Peso en las cuatro piscinas (Fuente: Elaborado por autores).

Durante todo el cultivo notamos una superioridad muy marcada de la piscina #33 con respecto a las demás piscinas, especialmente en los parámetros de peso promedio final, supervivencia, crecimiento diario, FCA y biomasa final; este comportamiento lo describe la tabla 24. Además podemos observar que el parámetro de Factor de Conversión Alimenticia en la piscina 21 es sumamente alto debido a que hubo una sobrealimentación por sobreestimar el número de animales en la piscina.

Tabla 24.- Resultados finales de los parámetros de peso, supervivencia, crecimiento diario, FCA y biomasa.

PISCINAS	Nº DE ANIMALES	PESO PROMEDIO FINAL (gramos)	SUPERV. (%)	CRECIMIENTO DIARIO (gramos/días)	FCA	BIOMASA FINAL (kg.)
20	200	238.81	29.50	1.7	4.24	14.09
21	181	240.50	6.00	1.4	20.56	2.89
28	199	249.22	27.14	1.8	1.78	13.46
33	123	389.25	59.35	3.1	2.86	28.47

Fuente: Elaborado por autores.

5.2. ANÁLISIS DE LA CONDICIÓN FÍSICA DE LOS ANIMALES

Uno de los aspectos importantes de este proyecto fue observar la condición física de los animales, para así analizar el comportamiento y adaptación de los peces en las piscinas.

La primera observación importante que pudimos hacer fue la presencia de mortalidad (de 2 a 7 peces por piscina) debido al estrés de la transferencia y siembra. Estos peces presentaron las branquias y boca abiertas (asfixia).

Algo fuera de lo normal en la condición física de los peces fue la detección de llagas en la piel a partir del segundo día de siembra, probablemente debido a la incidencia directa de los rayos solares. Hemos deducido que por causa de ésto los peces comenzaron a buscar sombra (la malla usada no dio la protección esperada 50%) debajo de los flotadores de los Aire O_2, dentro de los airlift (en las piscinas con geomembrana), por debajo de los discos difusores y de los pesos de la tubería de aireación (en las piscinas de tierra).

A partir de la segunda semana de cultivo se percató que habían peces que presentaban laceraciones en el cuerpo, estas laceraciones fueron seguramente causadas por el roce de los animales contra incrustaciones que crecieron en las tuberías de aireación, en los discos difusores, en ciertas partes del liner y especialmente en los sistemas airlift.

En los muestreos que ser realizaron quincenalmente, aparte de las condiciones mencionadas anteriormente, se observó un pequeño número de peces con exoftalmía (ojos desorbitados), como también la presencia de un ectoparásito (*Neobenedenia* spp. según una identificación preliminar por el doctor Ian Whittington de la Universidad del Sur de Australia), que probablemente fue la causa de un alto porcentaje de mortalidad en la piscina 21. Estos peces infectados por la Neobenedenia perdían el brillo de su piel y se volvían opacos y ásperos (figura 28); además perdían apetito, tenían nado errático y lenta recuperación luego del manipuleo de los muestreos.

Figura 28.- Huayaipes infectados con neobenedenia (Foto: Blacio, 2005)

También observamos peces con ciertas deformaciones congénitas como mandíbula inferior torcida y peces con la ausencia de un ojo.

Luego de los muestreos, especialmente en las piscinas de tierra, y debido a que el agua se volvía demasiado turbia por el levantamiento del fondo causado por el encierro que se realizaba para los muestreos, observamos que los peces muestreados presentaban un nado errático, boqueo y a partir de unas horas se encontraban peces muertos con las branquias y boca, abiertas (asfixia).

5.3. COMPARACIÓN DE COSTOS DE CONSTRUCCIÓN Y PRODUCCIÓN

Luego de realizar el análisis del aspecto económico mencionado en el capítulo anterior, comparamos los costos de construcción y producción para piscinas con geomembranas, debido a que fue en las que se obtuvieron mejores producciones.

Entre los costos de construcción de una piscina de 0.05 ha provista con geomembrana, se deben considerar lo siguientes: $ 3,038.23 que corresponde a los costos de compuerta, sistema de entrada de agua, liner y su instalación; $ 592.55 el costo de implementación de sombra y $ 973.06 el costo de movimiento de tierra.

Dentro de los costos de sistema de aireación tenemos cuatro tipos de sistemas: $ 3,321.11 (referencia de la tabla 9, se determinó el costo para una sola piscina tomando el costo del blower de 12.5 hp y dividirlo para seis, debido a que son bloques de seis piscinas y sumarlos con los costos de los materiales) para el sistema de airlift; $ 695.11

(se tomó como referencia la tabla 10 y se realizó los cálculos del sistema de airlift) para el sistema de difusores de disco de 10 puntos; $ 802.61 (se tomó como referencia la tabla 11 y se realizó los cálculos del sistema de airlift) para el sistema de difusores de membrana de 20 puntos y $ 812.46 para el sistema de aire O_2 (referencia tabla 12).

Con la suma de los costos parciales mencionados anteriormente, el costo total de construcción es de $ 7,924.95 para el sistema de airlift, $ 5,298.95 para el sistema de 10 puntos, $ 5,406.45 para el sistema de 20 puntos y $ 5,416.30 para el sistema de aire O_2.

Para los costos de construcción de una piscina de 0.10 ha provista de geomembra el detalle es el siguiente: $ 4,754.74 que corresponden a los costos de compuerta, sistema de entrada de agua, liner y su instalación; $ 485.32 costo de implementación de sombra; $ 958.50 el costo de muro divisorio y $ 2,200.50 sistema de paletas. Esto nos da un total de $ 8,399.06.

Los costos de producción se determinarán en base a los datos de la piscina 33 , (piscina de 0.05 ha) la cual tuvo la mayor supervivencia y producción en un periodo que equivale a 4 meses de cultivo. Dicha piscina tuvo una densidad de siembra de 0.25 animales / m^2, supervivencia de 59.35%, biomasa final de 28.47 kg, FCA de 2.86 y peso promedio final de 389.25 g; con un consumo de 81.42 kg de balanceado con un costo de $ 71.65. El costo de consumo de energía de la piscina según las tablas 19, 20 y 21 es de $ 194.44. Por lo tanto el costo total de producción de esta piscina es $ 225.59.

En sueldos se gastará $ 550.00 mensuales lo que equivale a $ 2,200.00 por la corrida. Dando un total de $ 2,425.59.

Haciendo un pronóstico de nuestros resultados y aplicándolos a un proyecto piloto, con una densidad de siembra de 4 animales / m^2 (densidad de siembra en tilapia, Ikenoue y Kafuku 1992) en una piscina de 0.10 ha, y supervivencia de 60%, peso promedio final de 389.25 g y FCA de 2.86; tenemos 2400 animales cosechados con una biomasa final de 934.2 kg y usaremos 2671.81 kg de balanceado (con un costo de $ 2,351.19), todo esto en cuatro meses de cultivo.

Tomando como referencia los resultados obtenidos en una investigación realizada en el CENAIM (Blacio, 2003) en una piscina de geomembrana sin modificaciones, con los cuales podemos establecer diferencias en relación a nuestro protocolo, el cultivo llevado a cabo en CENAIM tuvo lo siguiente: agua filtrada directa del mar, recambio del 5 al 10% diario y la instalación de un aspersor de agua que servia como sistema de aireación (efecto similar al sistema de paletas). En la mencionada investigación se obtuvo una supervivencia del 90%, un kilo de peso a los 260 días de cultivo con un FCA de 2.5 (Blacio, 2003). Proyectando estos resultados a una densidad de siembra de 4 animales / m^2 en un piscina de 0.10 ha tenemos lo siguiente: 3600 animales cosechados con una biomasa final de 3600 kg, y 9000 kg de alimento (con un costo de $ 7,920.00), en 260 días de cultivo.

Dentro de los resultados obtenidos en las investigaciones mencionadas, esta claro que el cultivo del huayaipe debería estar enfocado para el mercado internacional, donde los

precios de venta son mas elevados que en el mercado local ($ 2.20 / kg, y de $ 6.00 a $ 12.00 en el mercado internacional).

CAPÍTULO VI

6. DISCUSIÓN.

El huayaipe *Seriola rivoliana*, pez marino nativo de aguas ecuatorianas, pertenece a un género que agrupa a peces muy comercializados a nivel internacional (como son el *Seriola quinqueradiata*, *Seriola dumerili* y *Seriola lalandi)* y con un gran potencial acuícola. Dentro del país se han realizado diversas investigaciones aunque aisladas con el huayaipe, obteniendo resultados alentadores tendentes a obtener tecnología apropiada para su cultivo.

La finalidad de la investigación es demostrar la adaptabilidad del huayaipe en piscinas excavadas. Nuestros resultados indican que es técnicamente factible el cultivo en piscinas excavadas. Aparentemente los mejores resultados se podrían obtener en piscinas excavadas pero recubiertas con geomembrana.

Con relación a los resultados obtenidos, de las cuatro piscinas la que tuvo el mayor crecimiento y supervivencia fue la piscina 33, debido a un efecto residual de un tratamiento previo de sulfato de cobre y formol, lo cual provocó una baja concentración de fitoplancton, poca presencia de incrustaciones (cirripedios, *Balanus* spp.) y ausencia de bacterias luminiscentes (Anexo 12) en la piscina. La dosis recomendable de sulfato de cobre es de 1 a 2 ppm, para agua con dureza de 150 a 200 ppm, enfatizando que esta dosificación es para un tratamiento indefinido; el sulfato de cobre debe ser mezclado con ácido cítrico para evitar la precipitación del cobre (Pipper, R., Mc Elwain, I. 1982).

El tratamiento realizado en nuestra investigación se lo hizo con 20 ppm de sulfato de cobre sin utilizar el ácido cítrico, lo cual probablemente hizo que el cobre estuviera presente por un periodo más prolongado en el fondo del tanque y en constante lixiviación, provocando de esta manera un efecto residual. La idea básica del tratamiento era dosificar y hacer un recambio del 100% parcialmente, para eliminar la presencia del sulfato de cobre del medio, pero por problemas operativos en la Estación Experimental no se pudo realizar la evacuación del agua y el llenado con agua fresca, estando el sulfato de cobre en el agua durante dos semanas hasta la siembra.

Uno de los problemas principales en los cultivos de peces del género Seriola es la presencia de ectoparásitos. En nuestra investigación se observó la presencia de un parásito presumiblemente del género Neobenedenia en las cuatro piscinas, pero la piscina 21 fue la más afectada, presentando como efecto principal una alta tasa de mortalidad. Una posible causa de esta infestación pudo haber sido por el ingreso de animales infectados con el parásito desde la siembra, el mismo que encontró un medio propicio para su desarrollo en el sustrato de tierra o en el agua con turbidez elevada. Neobenedenia es un parásito que produce heridas abiertas en la piel de los peces, ocasionando posteriormente una infección bacteriana.

Para esta investigación los parámetros de oxígeno y temperatura fueron monitoreados cada cuatro horas (00H00, 04H00, 08H00, 12H00, 16H00, 20H00), los cuales no tuvieron variaciones determinantes entre las piscinas, por lo cual ninguno de estos parámetros marcaron alguna diferencia en los resultados.

Una de las características de este grupo de peces es que normalmente habitan en aguas profundas o tienen migraciones diarias entre zonas de superficie y zonas de media agua, donde no hay mayor incidencia de los rayos solares. Basados en esta característica, en las investigaciones realizadas en el CENAIM para el cultivo del huayaipe se utilizaron mallas de polietileno de alta densidad (HDPE) de color negro (porcentaje de protección solar > 50%). Para nuestra investigación se probó un material de sombra de HDPE de color blanco que según datos del fabricante, proporcionaría una filtración de los rayos solares equivalente al 50%. En base a los datos medidos con el luxómetro pudimos determinar que el porcentaje de protección no fue el ofrecido (< 50% de protección solar, Anexo 2). El periodo de investigación se lo realizó en la época donde hay mayor incidencia de rayos solares (invierno); probablemente debido a esto se pudo observar que los animales buscaban sombra ocultándose en los sistemas de aireación (airlift, discos difusores, tuberías y plataformas de los Aire O_2). Como consecuencia de este comportamiento (búsqueda de sombra en las estructuras insertas o flotantes en la piscina), los peces sufrieron laceraciones y cortaduras por las incrustaciones presentes en los sistemas de aireación.

Es importante que para el cultivo de cualquier especie acuática, esta tenga su propio alimento balanceado elaborado de acuerdo a las demandas nutricionales de la especie. En relación a la investigación realizada, durante la misma se utilizó un alimento que normalmente se emplea para el cultivo de truchas, el cual fue seleccionado por el alto porcentaje de proteína de origen animal (40%), pero que normalmente contiene un alto porcentaje de grasas (12 al 15%). El porcentaje elevado de grasas en la dieta del

huayaipe produce acumulación de grasas alrededor de la cavidad peritoneal, y en casos extremos puede llegar a producir hígado adiposo.

En el cultivo de peces, estos de agua dulce o marinos, la alimentación es normalmente el costo de producción más alto, por ende la optimización de este rubro es muy importante para aumentar la rentabilidad del cultivo. El método de alimentación utilizado durante el proyecto fue *ad libitum* (alimentar hasta que los animales quieran comer), debido a lo cual la FCA es muy elevada. Deben realizarse investigaciones para encontrar un alimento nutricionalmente adecuado para esta especie, para de esta manera determinar tablas alimenticias.

Dentro de la investigación el control de la supervivencia, dato presentado quincenalmente, y el cual se realizaba por observación mediante el conteo de peces muertos en las piscinas, no coincidió con el dato real de cosecha. Esto fue debido a la presencia de perros y aves que se alimentaron de los peces muertos y moribundos presentes en las piscinas, evento que pudo ser observado, y por lo cual dichas mortalidades no se pudieron cuantificar de manera exacta.

Para esta investigación se pudo contar con tres tipos diferentes de sistemas de aireación, que en la Estación Experimental fueron implementados para el cultivo de camarón, y en donde cada uno de estos sistemas abastecía a un modulo de seis piscinas. De las cuatro piscinas utilizadas para la investigación, dos trabajaban con el sistema de airlift, y dos con el sistema de difusores de 10 y 20 puntos cada una. El sistema de difusores no tuvo la eficiencia esperada, debido a que no funcionó a su 100% de su capacidad. Uno de los

problemas de este sistema fue la incorrecta ubicación de los blowers (ubicados en los extremos de cada módulo), de tal manera que el sistema perdía presión en las últimas piscinas, y otro inconveniente fue la falta de limpieza de las membranas difusoras , lo cual permitió la acumulación de incrustaciones, obstruyendo los orificios de salida de aire; motivo por el cual en estas piscinas se utilizó el sistema auxiliar de aireación (Aire O_2), el mismo que mantuvo niveles altos de oxígeno en el agua, pero producía una alta remoción de fondo en las piscinas de tierra, volviendo muy turbia el agua. El sistema de airlift fue el más eficiente entre aquellos usados; esto se puede observar en el gráfico de registros de oxígeno en el anexo 4. Durante las ocho primeras semanas de cultivo el sistema de airlift trabajó sin ningún inconveniente, a diferencia de los sistemas de membranas. En las semanas restantes de cultivo el blower del módulo de la piscina 28 sufrió un daño mecánico, por lo cual dejó de funcionar y se utilizó el sistema auxiliar de aireación (Aire O_2) que se utilizó cuando los niveles llegaban a concentraciones menores a 3 ppm de oxígeno.

CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

CONCLUSIONES

1. Es técnicamente factible realizar cultivo de huayaipe en piscinas bajo las condiciones adecuadas para la especie: Baja turbidez (80 – 100 cm Secchi), oxígeno disuelto mayor a 4 mg/lt, salinidad cercana a los valores de agua de mar (34 – 35 UPS).

2. No hubo diferencias en el crecimiento entre las distintas piscinas según el tipo de fondo (con y sin geomembranas), a excepción de la piscina 33, que fue sometida a un tratamiento previo con formol (20 ppm) y sulfato de cobre (20 ppm), razón por la cual ésta tuvo un mayor crecimiento y supervivencia.

3. El huayaipe presentó poca tolerancia a la turbidez elevada, especialmente la debida a sedimento o materia en suspensión. Este factor estresa a los animales, reduciéndoles el apetito y por ende el crecimiento y la supervivencia.

4. El tratamiento de sulfato de cobre realizado en la piscina 33, debido a su residualidad por adherencia en la porosidad del liner, probablemente inhibió el crecimiento de bacterias luminiscentes en dicha piscina ayudando a obtener mejor crecimiento y supervivencia en esta piscina. Los iones de cobre eléctricamente cargados (Cu^{2+}), se adhieren a las paredes celulares cargadas negativamente de los microorganismos, lo cual interrumpe la permeabilidad de

la pared celular en la toma de nutrientes y la división celular (la explicación a este fenómeno se puede encontrar en http://www.lenntech.com/water-disinfection/disinfectants-cupper-silver-ionization.htm).

5. Los sistemas de aireación y la sombra utilizados en el experimento no fueron los adecuados en el cultivo de esta especie.

6. Los parámetros de oxígeno disuelto, temperatura, amonio registrado durante el cultivo se mantuvieron en rangos similares en todas las piscinas.

7. Las infestaciones por parásitos tuvieron una mayor incidencia en piscinas de tierra en comparación a las piscinas recubiertas por geomembranas, debido a que la tierra presenta un sustrato adecuado por presentar mayor porosidad lo cual facilita el depósito de huevos mientras que la geomembrana es liza y no lo permite.

8. Los géneros de bacterias presentes en el agua y en los animales fueron *Vibrio* spp., Pseudomonas, *Renibacterium* spp., y probablemente causaron patogenicidad en los animales.

RECOMENDACIONES

1. Se recomienda usar como sombra tela de polietileno de alta densidad (HDPE) de color negro (anexo 13), que disminuye la incidencia del efecto de los rayos solares sobre los peces (mayor al 50% de sombra).

2. Se recomienda la utilización de sistema de aireación de paletas, debido a que es un sistema en el cual no crecen incrustaciones como en los usados en el experimento y que no remueven el fondo como el aireador de turbina.

3. Recomendamos realizar el cultivo en zonas en donde se pueda bombear directo del mar, o en su defecto trabajar con un mayor recambio de agua o tener un sistema de descantación para disminuir la turbidez del agua.

4. Utilizar piscinas pequeñas rectangulares máximo de 1 ha., para tener un mejor control y manejo de las mismas.

5. Se recomienda la investigación sobre los requerimientos nutricionales para esta especie que se desconoce, para así elaborar un alimento balanceado adecuado (anexo 14).

6. Elaborar tablas de alimentación para el cultivo del huayaipe, para optimizar el rendimiento alimenticio.

7. Se recomienda enfocar el producto final al mercado internacional, debido a que en este medio los precios de venta son más altos.

ANEXOS.

ANEXO 1.

Tabla de alimento suministrado por quincena en cada piscina (unidad en kg).

	Alimento suminstrado (kg)			
Fecha	**Piscina 20**	**Piscina 21**	**Piscina 28**	**Piscina 33**
25/Feb.	0,00	0,00	0,00	
26/Feb. - 15/Mar.	5,82	6,66	5,31	
16/Mar. - 29/Mar.	5,82	7,10	3,75	5,87
30/Mar. - 12/Abr.	7,04	9,73	4,29	8,44
13/Abr. - 26/Abr.	8,50	12,31	5,24	9,57
27/Abr. - 10/May.	5,65	9,25	4,57	8,38
11/May. - 24/May.	7,94	5,13	8,47	11,93
25/May. - 7/Jun.	10,09	4,97	9,62	11,13
8/Jun. - 22/Jun.	8,86	4,19	9,68	12,56
23/Jun. - 5/Jul.				13,54
TOTAL	**59,73**	**59,33**	**50,93**	**81,42**

ANEXO 2.

Tabla de las mediciones de luz (unidad en lux) de las cuatro piscinas, tanto dentro como fuera de las mismas, y su porcentaje de protección.

Piscina 20.

		8:00			12:00			16:00		
FECHA	DIA	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE
		39400	26800	31,98	112600	85800	23,80	64000	44000	31,25
22/Abr.	56				127200	96000	24,53			
23/Abr.	57	16450	11370	30,88						
2/May.	66							39000	24000	38,46
3/May.	67	1660	1560	6,02						
4/May.	68				102800	79100	23,05			
5/May.	69	59900	21500	64,11						
6/May.	70							56600	44900	20,67
9/May.	73				108800	76900	29,32			
10/May.	74				106100	74800	29,50			
12/May.	76	7070	5900	16,55						
13/May.	77							12200	6560	46,23
14/May.	78				100400	74500	25,80			
15/May.	79	4650	4070	12,47						
18/May.	82				113000	75000	33,63	75000	42600	43,20
19/May.	83	3720	2610	29,84				18900	5230	72,33
20/May.	84	5240	3960	24,43						
21/May.	85	26000	19400	25,38	120000	90000	25,00			
22/May.	86	3800	2300	39,47						
24/May.	88	5360	4250	20,71						
			PROMEDIO	**27,44**			**26,83**			**42,02**

Piscina 21.

		8:00			12:00			16:00		
FECHA	DIA	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE
		39400	25100	36,29	112600	83000	26,29	64000	46200	27,81
22/Abr.	56				127200	87200	31,45			
23/Abr.	57	16450	11510	30,03						
2/May.	66							39000	23800	38,97
3/May.	67	1660	1500	9,64						
4/May.	68				102800	74000	28,02			
5/May.	69	59900	20200	66,28						
6/May.	70							56600	42700	24,56
9/May.	73				108800	78000	28,31			
10/May.	74				106100	77000	27,43			
12/May.	76	7070	5850	17,26						
13/May.	77							12200	8300	31,97
14/May.	78				100400	71000	29,28			
15/May.	79	4650	4050	12,90						
18/May.	82				113000	84000	25,66	75000	43400	42,13
19/May.	83	3720	2540	31,72				18900	5160	72,70
20/May.	84	5240	3810	27,29						
21/May.	85	26000	19900	23,46	120000	86000	28,33			
22/May.	86	3800	2260	40,53						
24/May.	88	5360	4250	20,71						
			PROMEDIO	**28,74**			**28,10**			**39,69**

Piscina 28.

		8:00			12:00			16:00		
FECHA	DIA	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE
					112600	81400	27,71	430000	300000	30,23
22/Abr.	56				127200	82200	35,38			
23/Abr.	57	11820	9960	15,74						
2/May.	66							39000	24200	37,95
3/May.	67	3960	2370	40,15						
4/May.	68				102800	80100	22,08			
5/May.	69	67500	36800	45,48						
6/May.	70							42600	26800	37,09
9/May.	73				118500	82000	30,80			
10/May.	74				110000	75000	31,82			
12/May.	76	16610	11310	31,91						
13/May.	77							4340	2940	32,26
14/May.	78				106600	74000	30,58			
15/May.	79	13200	8530	35,38						
18/May.	82				113000	71500	36,73	75000	44300	40,93
19/May.	83	5430	3190	41,25				18900	6570	65,24
20/May.	84	7590	5390	28,99						
21/May.	85	26000	15800	39,23	120000	75100	37,42			
22/May.	86	4840	3230	33,26						
24/May.	88	8330	6840	17,89						
			PROMEDIO	32,93			31,56			40,62

Piscina 33.

		8:00			12:00			16:00		
FECHA	DIA	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE	AFUERA	DENTRO	PORCENTAJE
					112600	79700	29,22	430000	283000	34,19
22/Abr.	56				127200	89900	29,32			
23/Abr.	57	11820	9250	21,74						
2/May.	66							39000	23000	41,03
3/May.	67	3960	2910	26,52						
4/May.	68				102800	78200	23,93			
5/May.	69	67500	46000	31,85						
6/May.	70							42600	24000	43,66
9/May.	73				118500	82900	30,04			
10/May.	74				110000	78700	28,45			
12/May.	76	16610	8940	46,18						
13/May.	77							4340	3490	19,59
14/May.	78				106600	72000	32,46			
15/May.	79	13200	7080	46,36						
18/May.	82				113000	76900	31,95	75000	50600	32,53
19/May.	83	5430	3700	31,86				18900	4800	74,60
20/May.	84	7590	5100	32,81						
21/May.	85	26000	19400	25,38	120000	78200	34,83			
22/May.	86	4840	3030	37,40						
24/May.	88	8330	6060	27,25						
			PROMEDIO	32,73			30,03			40,93

ANEXO 3.

Tabla de supervivencia quincenal y final en cada una de las piscinas.

SEMANA DE CULTIVO	PISCINAS			
	20	**21**	**28**	**33***
26 Feb. – 15 Mar.	98.50	99.45	93.47	
16 Mar. – 29 Mar.	98.50	98.34	89.45	92.68
30 Mar. – 12 Abr.	97.00	96.69	85.43	88.62
13 Abr. – 26 Abr.	88.50	93.92	79.90	83.74
27 Abr. – 10 May.	83.00	91.71	78.89	82.93
11 May. – 24 May.	79.50	64.64	76.88	81.30
25 May – 7 Jun.	76.00	56.91	75.88	80.49
8 Jun. – 21 Jun.	70.00	53.04	73.87	78.05
22 Jun. – 5 Jul.				78.05
FINAL	29.50	6.00	27.17	59.35

* Se descarto el primer lote, debido a la alta mortalidad que tuve en los primeros 15 días, por lo cual se reemplazo con un nuevo lote.

ANEXO 4.

Gráfico de temperatura de cada piscina durante el cultivo.

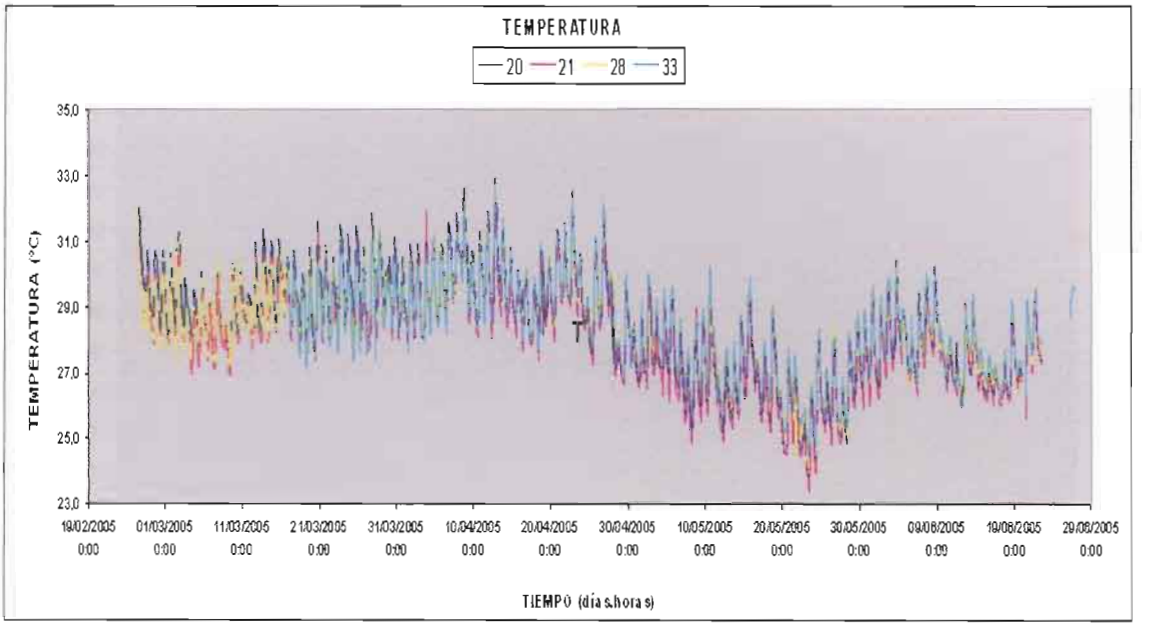
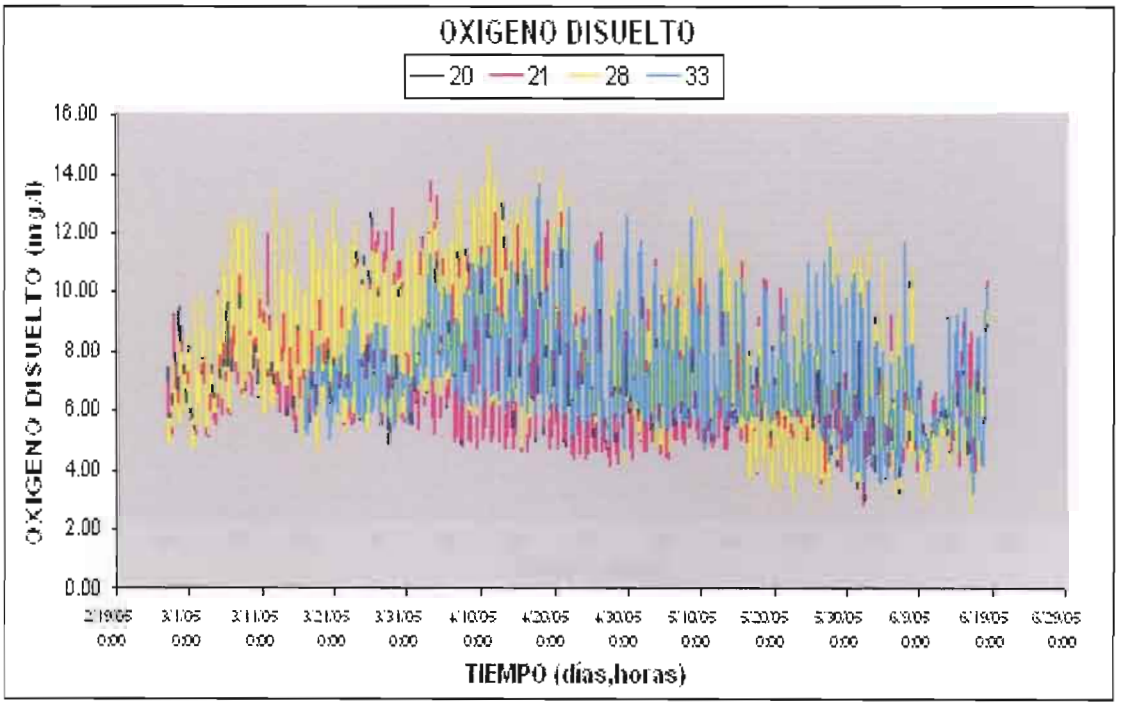


Gráfico de oxígeno disuelto de las cuatro piscinas durante el cultivo.



ANEXO 5.

Gráfico de turbidez durante todo el cultivo de las cuatro piscinas.

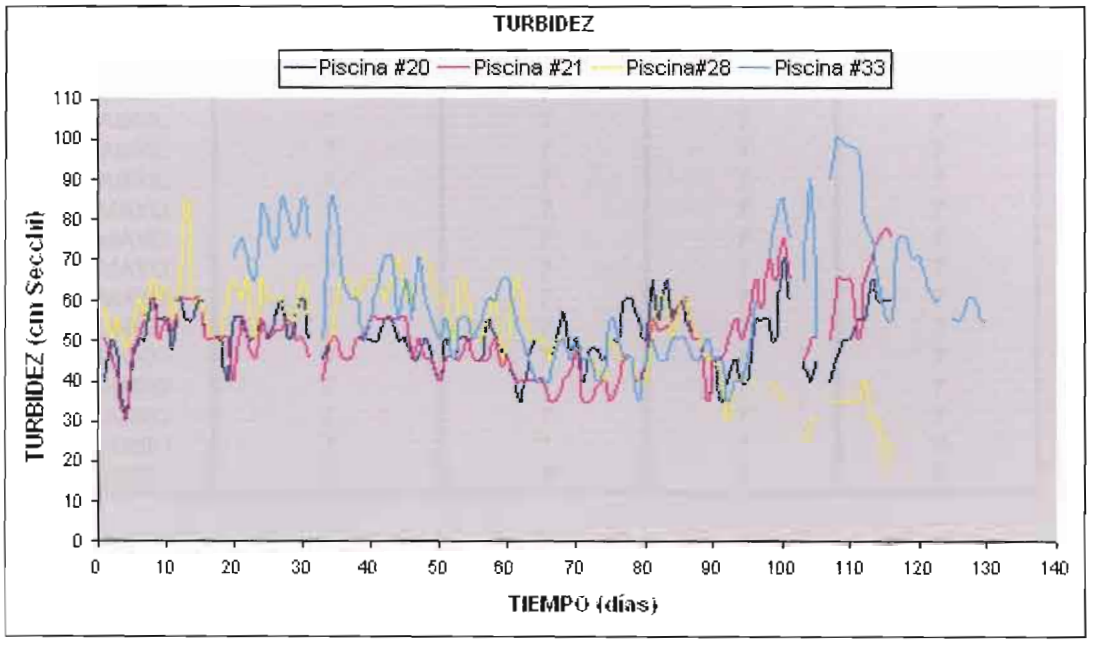
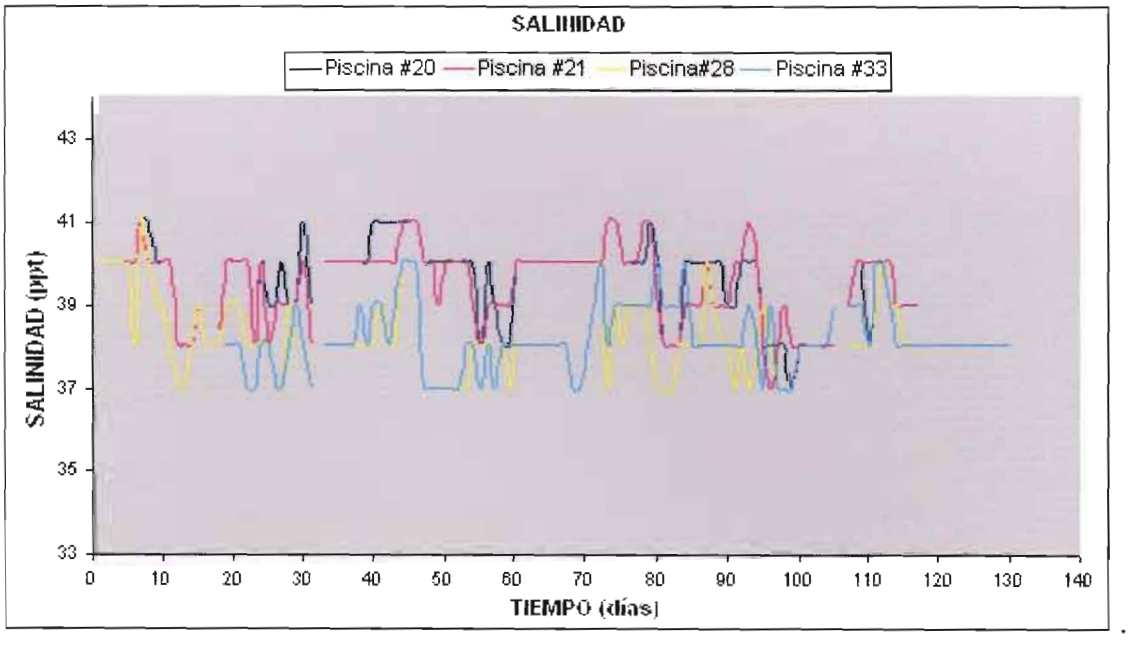


Gráfico de salinidad durante todo el cultivo de las cuatro piscinas.



ANEXO 6.

Tabla del parámetro de pH de las cuatro piscinas en los días de muestreo para amonio.

	pH			
Día	Piscina #20	Piscina #21	Piscina#28	Piscina #33
6/ABRIL	7	7	7	7
13/ABRIL	7	7	7	7
20/ABRIL	7	7	7	7
27/ABRIL	7	7	7	7
03/MAYO	7	7	7	7
11/MAYO	7	7	7	7
17/MAYO	7	7	7	7
24/MAYO	7	7	7	7
1/JUNIO	7	7	7	7
6/JUNIO	7	7	7	7
15/JUNIO	7	7	7	7
21/JUNIO	7	7	7	7
29/JUNIO	7	7	7	7
5/JULIO	7	7	7	7

ANEXO 7.

Gráfico de amonio total durante todo el cultivo de las cuatro piscinas.

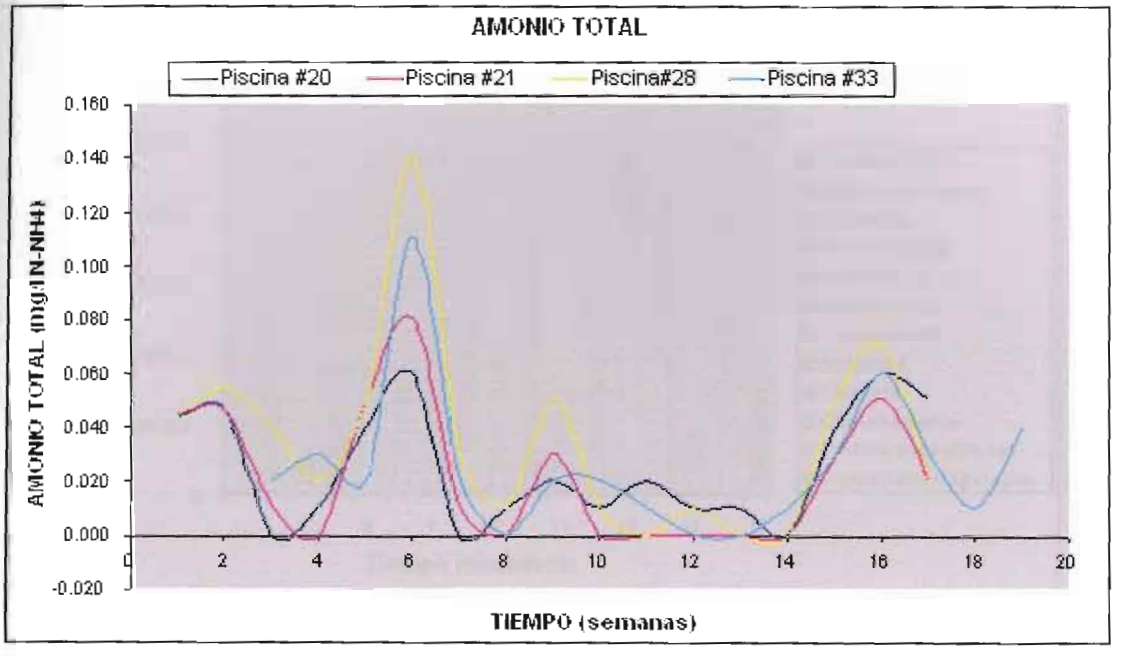
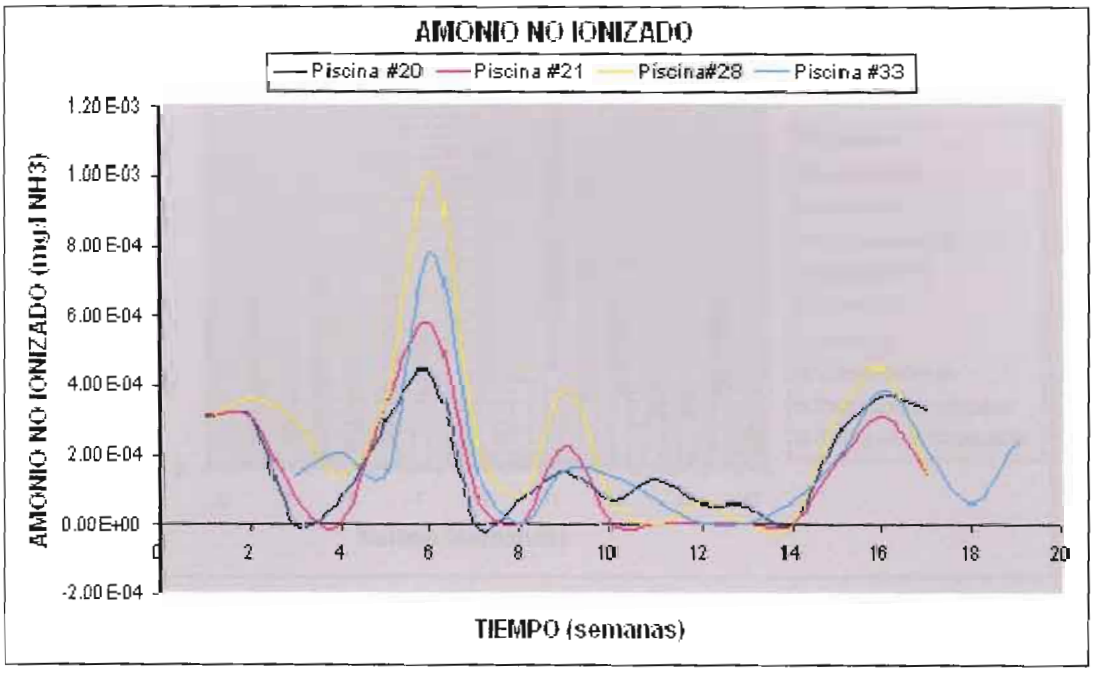
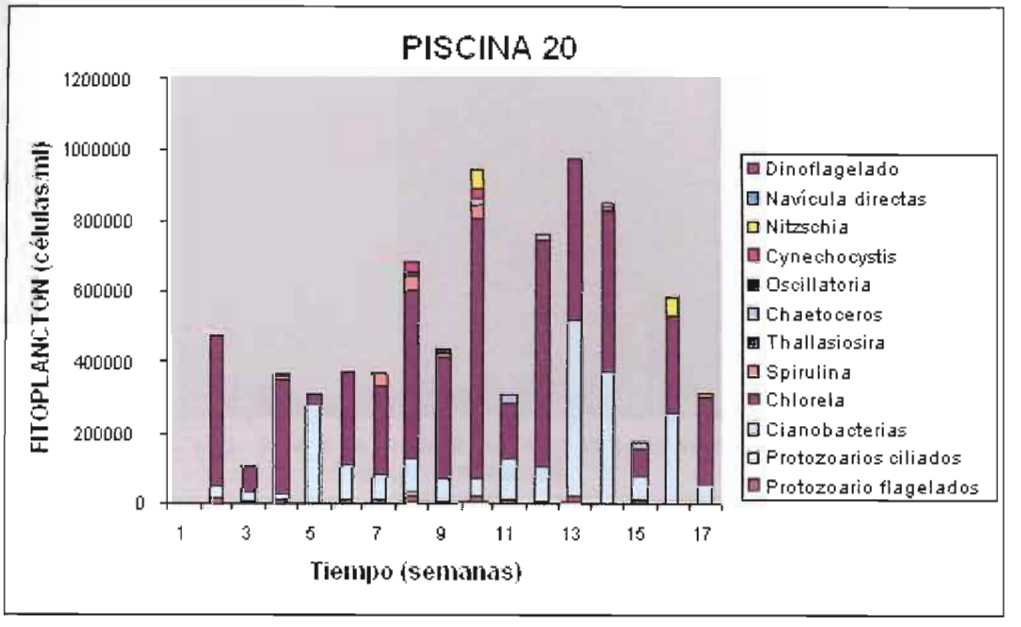


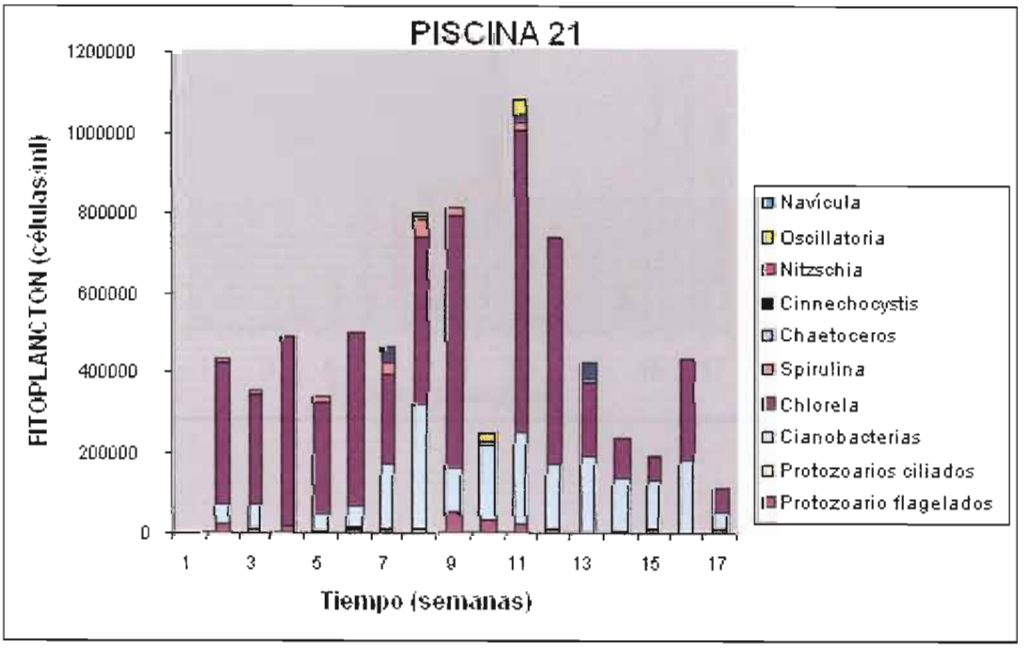
Gráfico de amonio no ionizado durante todo el cultivo de las cuatro piscinas.

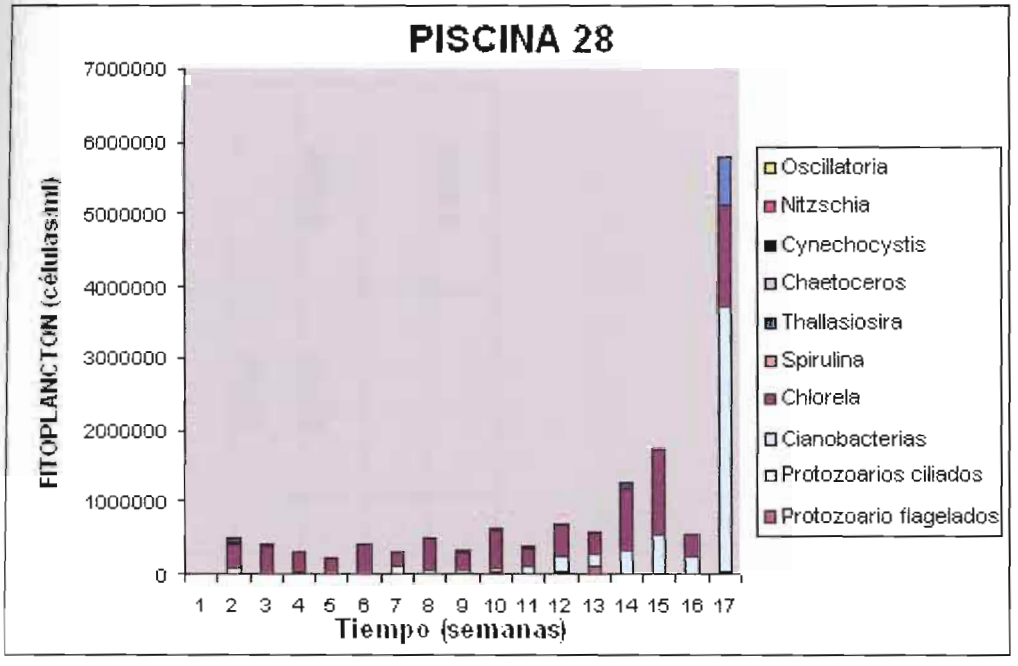


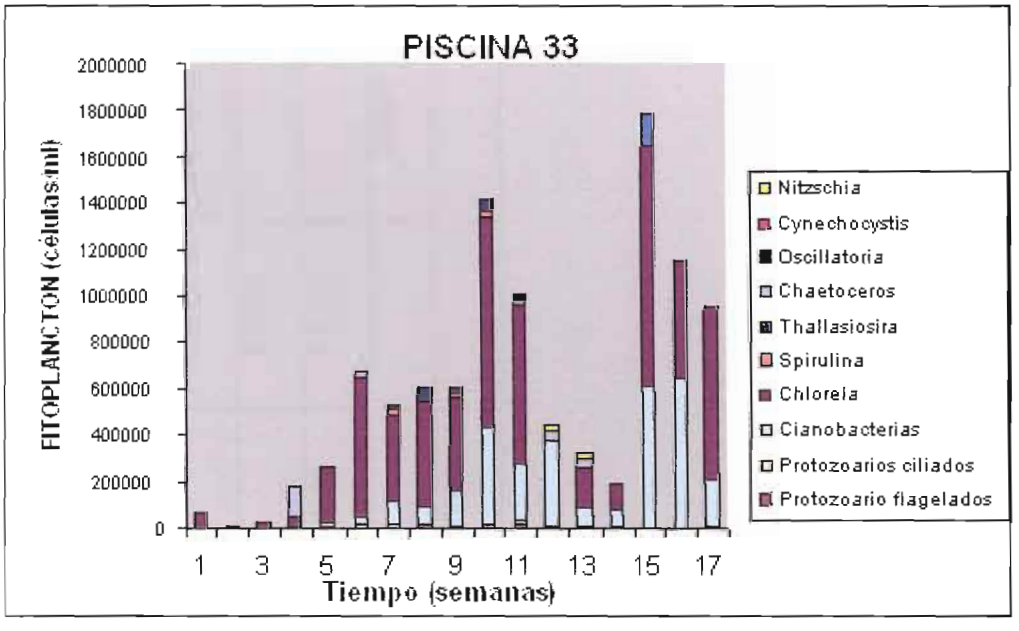
ANEXO 8.

Gráfico cualitativo y cuantitativo de fitoplancton.






PISCINA 28
FITOPLANCTON (células/ml)
7000000
6000000
5000000
4000000
3000000
2000000
1000000
0
1 2 3 4 5 6 7 8 9 10 11 12 13 14 15 16 17
Tiempo (semanas)
Oscillatoria
Nitzschia
Cynechocystis
Chaetoceros
Thallasiosira
Spirulina
Chlorela
Cianobacterias
Protozoarios ciliados
Protozoario flagelados


PISCINA 33
FITOPLANCTON (células/ml)
2000000
1800000
1600000
1400000
1200000
1000000
800000
600000
400000
200000
0
1 3 5 7 9 11 13 15 17
Tiempo (semanas)
Nitzschia
Cynechocystis
Oscillatoria
Chaetoceros
Thallasiosira
Spirulina
Chlorela
Cianobacterias
Protozoarios ciliados
Protozoario flagelados

Anexo 9.

Tabla de resultados de la concentración (#animales / l.) de zooplancton observado en las piscinas.

Piscina 20.

FECHA	COPEPODOS	AMPHIPODA	LARVA DE POLIQUETO	CORIXIDIDAE (Mosquilla)	PLATYHELMINTHES	NEMATODOS	POLIQUETOS
27/04/05[a]	0.1043		0.0002			0.0006	
17/05/05[a]	0.1070	0.0203	0.0133			0.0177	0.0088
31/05/05[b]	0.6508			0.0041			
14/06/05[c]	0.7763	0.0009			0.0009		0.0009

Piscina 21.

FECHA	COPEPODOS	AMPHIPODA	LARVA DE POLIQUETO	CORIXIDIDAE (Mosquilla)	PLATYHELMINTHES	NEMATODOS	POLIQUETOS
27/04/05[a]	0.1833	0.0007	0.0006		0.0010	0.0048	
17/05/05[a]	0.0054	0.0001		0.0001			
31/05/05[b]	0.2075	0.0014		0.0005			
14/06/05[c]	0.3449	0.0044					

Piscina 28.

FECHA	COPEPODOS	AMPHIPODA	LARVA DE POLIQUETO	CORIXIDIDAE (Mosquilla)	PLATYHELMINTHES	NEMATODOS	POLIQUETOS
27/04/05[a]	0.0015		0.0147			0.0685	
17/05/05[a]	0.0015	0.0010		0.0003		0.0001	
31/05/05[b]	0.0676	0.0035	0.0012	0.0001			
14/06/05[c]	0.0469	0.0053		0.0002	0.0027		

FECHA	COPEPODOS	AMPHIPODA	LARVA DE POLIQUETO	CORIXIDIDAE (Mosquilla)	PLATYHELMINTHES	NEMATODOS	POLIQUETOS
27/04/05[a]	0.0011					0.0347	
17/05/05[a]	0.0108		0.0109	0.0031	0.0004	0.0242	0.0006
31/05/05[b]	0.0354	0.0008	0.0024	0.0035			
14/06/05[c]	0.4793		0.0009	0.0009			
	0.9156		0.0039	0.0079			

[a] Presencia de sedimentos en la muestra.

[b] Nada de sedimentos en la muestra.

[c] Nada de sedimentos en la muestra. Tratamiento de formol día anterior.

ANEXO 10

Protocolo de Pruebas Bioquímicas.

TECNICAS EN MICROBIOLOGIA

SIEMBA DE MUESTRA DE PECES: (HUAYAIPE)

1. Inmovilización del animal en la cabeza con el bisturí.
2. Realizar observaciones en fresco de raspado de branquias y de piel en busca de parásitos, observar también presencia de bacterias.
3. Realizar disección, corte por el ano y abrir toda la cavidad.
4. Cauterizar los órganos antes de tomar la muestra, sembrar hígado y riñón.

Procedimiento

- Se aíslan las colonias más significativas (por forma y color con su respectivo código) y

se dejan en la incubadora durante 24horas, en agar TSA al 2%. Una colonia por placa.

- Después de este período se preparan dos micro tubos estériles por colonia, uno con 500µl de agua destilada estéril y otro con 1ml de solución salina al 2% estéril.
- Con una asa de platino estéril, se inocula una colonia de la bacteria y se disuelve en el cada micro tubo. No tome exceso de muestra, pues daría falso positivos en la reacción.
- Agitar ambos tubos en el vortex.
- Llenar un tubo con cada análisis ejemplo: (medio NB), más 20 ul de la suspensión de la bacteria (agua destilada + bacteria), o (medio Citrato 100 ul, mas 20 ul de suspensión en solución salina por punción.
- Cuando se termina la siembra se colocan en los medios OF, ornitina, arginina, lisina, de cada bioquímica, 40 ul de aceite mineral estéril.

Preparación en tubos de 250 ul

NB	150µl	Arabinosa	150µl
OF	150µl	Celobiosa	150µl
OF	100µl - 40µl de aceite mineral	Manosa	150µl
Indol	100µl	Manitol	150µl
VP	100µl	Sucrosa	150µl
Citrato	150µl	Glucoronato	150µl
Ornitina	100µl - 40µl de aceite mineral	Gluconato	150µl
Arginina	100µl - 40µl de aceite mineral	Galactosa	150µl

Nota: El aceite mineral es estéril y las cajas pueden ser mantenidas en refrigeración por lo máximo una semana.

- Se cierran los tubos y se colocan en la incubadora por 24,f48 y 72 horas.
- 24 horas después de la siembra se realizan las pruebas de Indol y VP.
- Para la prueba de Indol, se coloca 20µl de reactivo de Kovac y se espera 30 minutos para la lectura. Resultado positivo es la observación de un anillo rosado.
- Para la prueba VP, se coloca 20µl de reactivo I hasta obtener turbidez y después 20µl del reactivo II hasta que se quede translucido. Esperar 30 minutos. El resultado positivo es el cambio a un color rosado. Esta lectura se hace solo una vez.
- Para la motilidad se coloca en una lámina cubre objeto una gota de solución salina estéril o agua destilada y una muestra de la bacteria, se mezcla sin romper la gota y voltear en la lámina excavada de Koch para observación de el movimiento de las bacterias, a más de la forma bacilar.
- Para la prueba de la catalasa, se coloca en una placa petri una gota de peróxido de oxigeno y se mezcla una muestra de la bacteria. Cuando se forman burbujas de aire la prueba es positiva. Utilice un palillo de diente estéril.
- Finalmente la prueba de Gram, se coloca en una placa porta objeto una gota de hidróxido de potasio y una muestra de la bacteria. Si se forma un hilo, la bacteria es del tipo Gram negativo, se no se forma el hilo es del tipo Gram positivo. Utilice asa de platino o un palillo de diente estéril.
- La suma de todas estas pruebas nos van permitir llegar a la especie. En caso de *bacillus spp.* No es posible identificarlos por esta técnica.

- Antes de sembrar los tubos determinar: motilidad , forma, oxidasa, catalasa, y la prueba de Gram, para aplicar esta prueba.

Nota: la bacteria debe de tener menos de 24 horas de crecimiento en agar, para realizarse la bioquímica

Identificación bacteriana por medio de pruebas bioquímicas

Para identificar una bacteria no basta solamente considerar sus características morfológicas, sino también hay que tener en cuenta ciertas reacciones enzimáticas que se producen en la célula bacteriana frente a un sustrato determinado.

Cabe indicar que para realizar estas pruebas se debe tener un cultivo bacteriano cuidadosamente purificado y fresco de 24 horas de incubación. Por el contrario , si el cultivo no es puro y se encuentra mezclado con otras bacterias, el resultado de la identificación bioquímica es erróneo.

Las principales pruebas bioquímicas que realiza el personal técnico del CENAIM para identificar una bacteria son las siguientes:

Bioquímica Clásica

Materiales:

-Reactivos para bioquímica(ver ingredientes de bioquímica miniaturizada).

-Mechero de Buzen
-Tubos de solución salina 2% cloruro de sodio estériles
-Tubos de agua destilada estériles
-Cajas de agar TSA
-Tubos de diálisis o microtubos estériles
-Cámara de flujo
-Autoclave
-Frascos estériles
-Pipetas
-Asa de platino o palillos de dientes
-Marcador
-Incubador
-Balanza
-Microscopio

PRUEBAS.

Motilidad: El movimiento de una bacteria se debe a la presencia de flagelos; y se lo puede observar usando una lámina excavada de Koch por la técnica de gota pendiente. El inóculo puede ser un caldo bacteriano de 24 horas de incubación ó una suspensión preparada con un caldo estéril y una pequeñísima cantidad de bacterias de un cultivo de 24 horas.

Catalasa: Algunas bacterias tienen la capacidad de producir la reacción de catálisis del peróxido de hidrógeno (30% H_2O_2); esto lo observamos cuando al poner en contacto un inóculo bacteriano con una gota de peróxido de hidrógeno, se producen burbujas que es oxígeno liberado. Esta prueba se debe hacer con asa de nicrón-cromada o con palillos de madera estéril; el asa de platino no es útil puesto que se obtiene una respuesta falsa positiva.

Oxidasa: Con esta prueba se detecta la presencia de la enzima citocromo-oxidasa. Al contrario de la prueba anterior, se recomienda el asa de platino debido a que el asa de nicrón-cromada da un resultado falso positivo.

Para esta prueba existe el papel impregnado con el reactivo, el mismo que se debe humedecer con agua destilada, y tomar el inóculo bacteriano y frotarlo sobre el papel reactivo. El desarrollo de un color violeta fuerte dentro de uno o dos minutos es positivo.

Desoxicolato: Se utiliza el reactivo desoxicolato de sodio al 10%, utilizado para identificar las bacterias del genero vibrio *spp.* . Esta prueba se debe hacer con asa de nicrón-cromada o con palillos de madera estéril. La prueba es positiva cuando se forman hilos, debido a la destrucción de la membrana celular (lisis).

Identificación de Gram: Se utiliza el reactivo de hidróxido de potasio (KOH al 3%). Esta prueba se debe hacer con asa de nicrón-cromada o con palillos de madera estéril. La prueba es positiva cuando se forman hilos, debido a la destrucción de la membrana celular (lisis).

OF: La prueba del OF nos indica el tipo de metabolismo oxidativo o fermentativo de la bacteria al utilizar la glucosa como sustrato. Dos tubos conteniendo el medio OF, son inoculados por picadura usando asa tipo aguja; en uno de los tubos, se adicionará aceite mineral, esta capa (5 mm) evitará el contacto con el aire, proporcionando un ambiente de anaerobiosis a la bacteria, mientras que el otro tubo para prueba de metabolismo oxidativo, siempre estará en contacto con el aire. Colocar en incubadora a 28°C por 24 horas o más. La formación de ácido (amarillo) solo en el tubo abierto indica utilización oxidativa de glucosa. La formación de ácido en ambos tubos indica una reacción fermentativa. Si no se produce ninguna reacción ácida, significa que la bacteria no utiliza la glucosa por ningún método.

Ureasa: Si la bacteria contiene esta enzima, la ureasa liberará amonio a partir de la urea que contiene el medio, produciendo un cambio de color (rosado) del indicador del pH (rojo fenol). La inoculación se hace en la superficie de un agar inclinado en un tubo de ensayo.

Lisina y Ornitina Descarboxilasa: Inocular el caldo con la bacteria a identificar y cubrir con una capa (5 mm) de aceite mineral estéril, incubar a 28°C por 24 horas hasta 3 ó 4 días. La reacción positiva es indicada por una reacción alcalina (violeta). El medio se vuelve amarillo debido a la producción de ácido a partir de la glucosa. La reacción depende de la actividad enzimática de las bacterias.

Arginina Deshidrolasa: La arginina es transformada en ornitina, amonio y dióxido de carbono. Inocular el caldo con la bacteria a identificar y cubrir con una capa (5 mm) de aceite mineral estéril, incubar a 28°C por 24 horas hasta 3 o 4 días. La reacción positiva es indicada por una reacción alcalina (violeta). El medio se vuelve amarillo debido a la producción de ácido a partir de la glucosa. La reacción es negativa si permanece ácida (amarillo).

Voges Proskauer: Transferir 1 ml del cultivo de 48 horas a un tubo de ensayo y adicionar 0.6 ml de la solución 1 (alpha naphtol, 5 g; alcohol absoluto, 100 ml) y 0.2 ml de la solución 2 (solución de hidróxido de potasio al 40% o **1 N**). Agitar después de adicionar cada solución. Para intensificar la velocidad de reacción, adicionar pequeña cantidad de cristales de creatinina a la mezcla. Leer los resultados después de las 4 horas de la adición de los reactivos. El desarrollo de un color rosado indica prueba positiva. La prueba depende de la formación de acetilmetilcarbinol, el cual es oxidado en un medio alcalino, en presencia de aire para formar diacetyl. El diacetil reacciona con la creatinina para formar el compuesto de color rosado.

Citrato: Inocular en la superficie de un agar inclinado en un tubo de ensayo. Incubar a 28°C por 24horas hasta 4 días. Una reacción positiva es indicada por el cambio de color del medio (verde) a azul intenso. Resultado negativo si no hay cambio de color. La prueba positiva indica que la bacteria utiliza el Citrato como única fuente de Carbono.

Indol: Inocular un tubo que contiene agua de Triptona al 1% estéril, con la bacteria ; incubar a 28°C por 24 a 48 horas. Adicionar 0.2 a 0.3 ml del reactivo de Kovac. Si se

desarrolla un color rojo fuerte en la capa de la superficie, el resultado es positivo, si no lo hay es negativo.

Gelatina: Determinar la capacidad de un organismo de producir enzimas de tipo proteolítico (gelatinazas) que licuan la gelatina. Se puede observar un halo transparente con la aplicación de cloruro de mercurio.

TCBS: Inocular un tubo que contiene agar inclinado de TCBS, incubar a 28°C por 24 horas. Si el crecimiento bacteriano es amarillo indica que la bacteria ha fermentado la sucrosa y por ser un agar selectivo puede servir de ayuda para la clasificación de la bacteria dentro de la familia de los Vibrios.

Pruebas de Inhibición: Estas pruebas se realizan utilizando ciertos compuestos que inhiben el crecimiento de ciertas bacterias. Así tenemos el específico para Vibrios, el Vibriostat 0/129. En una placa que contiene agar Sensitivity Disc o Mueller Hinton, colocar 0.5 ml de suspensión de la bacteria en estudio y usando una varilla de vidrio estéril, dispersar el inóculo en la superficie de todo el agar en forma homogénea. Colocar el disco que contiene impregnado el reactivo de Vibriostat 0/129. Dejar secar la superficie, e incubar a 28°C por 24 horas. Si existe zona de inhibición, significa que la bacteria puede pertenecer a la familia de los Vibrios.

Esculina: Determina la capacidad de un organismo de hidrolizar el glucósido esculina en esculatina y glucosa, en presencia de bilis (10 – 40%). Diferencia estreptococos del grupo D de otros estreptococos que no pertenecen al grupo.
La esculatina reacciona con una sal de hierro para formar un complejo negro (reacción positiva).

Amilasa: La prueba de amilasa es similar a la de la gelatina, el revelado se lo realiza con lugol y se observa igual un halo traslucido alrededor de la colonia.

Lipasa: La prueba de lipasa consiste en observar colonias en forma de puntitos alrededor de la colonia.

Luminiscencia: Consiste en cultivar las bacterias en un agar (Nutrient Broth), y observar en un cuarto obscuro la presencia de luminiscencia.

Bioquímica miniaturizada

Preparación de los medios:

NB: (caldo nutritivo)
40ml de agua destilada
0,32g NB

Lipasa.
TSA (40 g. / l) + Twenn 80 (1%).

ClNa (0.0015 g. / ml.)

Agar-agar (0.005 g. / ml.)

Amilasa.
Agar nutritivo (Nutrient Broth, 8g. / l.) + 0.4 % de almidón. (Llevar al 1% de NaCl) o utilizar TSA en lugar de Agar nutritivo.
Agar-agar (0.02 g. / ml)
ClNa (0.002 g. / ml.)

Esculina.
Agar nutritivo + 0.1 % de esculina y 0.05 % citrato ferrico como indicador. Alternativamente utilizar TSA en lugar de agar nutritivo.
ClNa (0.02 g. / ml.)
Agar-agar (0.02 g. / ml.)

Agar luminiscente.
Nutrient Broth 25 g. (opcional caldo infusión de cerebro y corazón)
ClNa 17.5 g.
$MgCl_2.6H_2O$ 4 g.
KCl 1 g.
Agar-agar 15 g.
Agua destilada 1 litro.

Gelatina.
Gelatina 0.4 %
ClNa 1%
Neopeptona 4 g. / l.
Extracto de levadura 1 g. / l.
Agar-agar 15 g. / l.

OF: (Medio oxidación fermentación)
40ml de agua destilada
0,376g OF
0,6g NaCl
0,4g Glucosa

Arginina:
40ml de agua destilada
0,42g de descarboxilasa
0,44g de L-arginina
0,8g de NaCl

Indol:
40ml de agua destilada
0,6g de agua de peptona
0,8g NaCl

VP:
40ml de agua destilada
0,68g VP
0,8g NaCl

Citrato Medio:
40ml de agua destilada
0,968g de citrato
0,4g de NaCl

Ornitina:
0,42g de descarboxilasa
0,44g de L- ornitina
0,8g de NaCl

Carbohidratos:
40ml de agua destilada
0,376g de OF
0,6g de NaCl
0,4g de cada uno de los carbohidratos.

Nota:

Arabinosa - Sucrosa:

Preparación de la solución madre de Arabinosa:
40 ml de agua destilada disolver 4 g de arabinosa, filtre esta solución y almacene en la refrigeradora.

Para la preparación de arabinosa para la prueba bioquímica, mida 36 ml de agua destilada 4 ml de la solución madre, mezcle todo y lleve a autoclave para esterilizar (121°C-15min).

Preparación de la solución madre de Sucrosa:
40 ml de agua destilada disolver 4 g de sucrosa, filtre esta solución y almacene en la refrigeradora.

Para la preparación de la solución de sucrosa para la prueba bioquímica, mida 36 ml de agua destilada y 4 ml de la solución madre de sucrosa, mezcle todo y lleve a autoclave para esterilizar (121°C-15min).

Mannitol – Mannosa – Galactosa - Celobiosa:
Esterilizar a 110°C-10min., ajustar el pH a 7,2 con Na OH 1N

Nota: Los demás medios se autoclavan a 121°C-15min.

Preparación de α- Naphthol (Reactivo 1 para el análisis VP):
Prepare 5g de α-naphthol en 100ml de etanol isoamyl.

Preparación de reactivo Kovac (Indol)
5 g de P- dimethylaminebenzoldehydo + 75 ml de Alcohol 100% y agregar lentamente 25 ml de ácido clorhídrico.

Resultado de Pruebas Bioquímicas en las piscinas experimentales.

Piscina # 20

TEST/AIS	1 (Riñón TSA)	2 (Riñón TSA)	3 (Riñón TSA)	4 (Riñón TSA)	5 (Riñón TSA)	6 (Hígado TSA)	7 (Hígado TSA)	8 (Hígado TSA)	9 (Hígado AM)	10 (Hígado AM)
Color	Crema	Crema	Crema obscura	Transparente	Naranja	Crema obscura	Crema obscura	Amarillo crema	Naranja	Crema
Gram	-	-	-	-	+	-	-	-	+	-
Motilidad	+	+	+	+	-	+	+	+	+	+
Morfología	Cocobacilo	Diplobacilo	Diplobacilo	Bacillu	Bacillu	Diplobacilo	Bacilo en cadena	Bacilo	Coco	Bacilo
Oxidasa	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+
Catalasa	+	+	+	+	+	+	+	-	+	+
Desoxicolato	+	+	+	+	-	+	+	+	-	+
TCBS	+Verde	+Amarilla	-	-	-	-	-	-	-	-
O/129 (MH)	+	+	+	NC	NC	+	-	+	NC	NC
INDOL	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
VP	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Citrato	+	+	+	-	-	+	+	-	-	-
Gelatina	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Crecimiento a 10ºC	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Crecimiento a 18ºC	+	-	+	+	+	-	-	-	+	-
NB	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
2% NaCl	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
5% NaCl	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
20% NaCl	+	+	+	+	-	-	-	-	-	-
Arginina	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
Lisina	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
Ornitina	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
O/F	+/+	+/+	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-	-/-
Arabinosa	-	-	-	-	-	-	+	-	-	-
Sucrosa	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
Manitol	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
Cellobiosa	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
Manosa	+	+	-	-	-	-	-	-	-	-
Gluconato	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Galactosa	+	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Esculina	+	+	+	+	-	+	+	-	-	+
Ureasa	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Amilasa	+	+	-	+	-	-	-	+	-	+
Lipasa	+	+	-	+	+	-	-	-	-	+
Luminiscencia	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

TEST/AIS	Hígado TSA	H_2O
Color	Crema	Crema
Gram	-	-
Motilidad	+	+
Morfología	Bacilo	Bacilo
Oxidasa	+	+
Catalasa	+	+
Desoxicolato	+	+
TCBS	+Verde	+Verde
O/129 (MH)	+	+
INDOL	-	+
VP	-	-
Citrato	+	+
Gelatina	-	-
Crecimiento a 10ºC	-	-
Crecimiento a 18ºC	+	-
NB	-	-
2% NaCl	+	+
5% NaCl	+	+
20% NaCl	-	-
Arginina	+	+
Lisina	+	+
Ornitina	+	+
O/F	+/+	+/+
Arabinosa	-	-
Sucrosa	-	-
Manitol	+	+
Cellobiosa	+	+
Manosa	+	+
Gluconato	+	+
Galactosa	+	+
Esculina	+	+
Ureasa	-	-
Amilasa	+	+
Lipasa	+	+
Luminiscencia	+	+

TEST/AIS	1 (Lesión externa TSA)	2 (Lesión externa TSA)	3 (Lesión externa TSA)	4 (Lesión externa TSA)	5 (Lesión externa TSA)	6 (Lesión externa TSA)	7 (Hígado TSA)
Color	Crema obscuro	Naranja	Crema	Amarillo y crema	Transparente	Naranja	Crema obscuro
Gram	-	+	-	-	-	+	-
Motilidad	+	+	+	+	-	-	+
Morfología	Bacilo	Bacilo	Bacilo	Bacilo	Bacillu	Bacilo	Bacilo
Oxidasa	+	-	+	+	+	-	+
Catalasa	+	+	+	-	+	+	+
Desoxicolato	+	+	+	+	+	-	+
TCBS	+Verde	+Amarilla	+Amarilla	-	-	+Amarilla	-
O/129 (MH)	NC	+	+	NC	NC	+	+
INDOL	-	-	+	-	-	-	-
VP	-	-	+	-	-	-	-
Citrato	+	-	+	+	-	-	-
Gelatina	-	-	-	-	-	-	-
Crecimiento a 10ºC	-	-	-	-	-	-	-
Crecimiento a 18ºC	+	+	+	-	+	+	+
NB	-	-	-	-	-	+	-
2% NaCl	+	+	+	+	+	+	+
5% NaCl	+	+	+	+	+	+	+
20% NaCl	-	-	-	-	-	-	-
Arginina	-	-	+	-	-	-	-
Lisina	-	-	+	-	-	-	-
Ornitina	-	-	+	-	-	-	-
O/F	-/-	-/-	+/+	-/-	-/-	+/+	-/-
Arabinosa	-	-	-	-	-	-	+
Sucrosa	-	-	+	-	-	+	+
Manitol	-	-	+	-	-	-	-
Cellobiosa	-	-	+	-	-	+	-
Manosa	-	-	+	-	-	+	+
Gluconato	-	-	-	-	-	+	+
Galactosa	-	-	-	-	-	+	-
Esculina	+	+	+	+	+	+	+
Ureasa	-	-	-	-	-	-	-
Amilasa	-	+	+	-	+	+	-
Lipasa	+	+	+	+	+	+	-
Luminiscencia	-	-	-	-	-	-	-

Piscina # 33

TESTAIS	1 (Corazón TSA 2%)	2 (Mucus TCBS)	3 (Mucus TCBS)	4 (Ojo TSA 2%)	5 (Ojo TSA 2%)	6 (Ojo TSA 2%)	7 (Ojo TSA 2%)	8 (Lesión externa TSA 2%)	9 (Lesión externa TSA 2%)	10 (Lesión externa TSA 2%)
Color	Amarillo naranja	Naranja claro	Crema Expreder	Crema	Nararija claro	Crema	Transparente	Crema Expreder	Naranja clara rugosa	Crema
Gram	+	+	-	+	+	-	-	-	-	-
Motilidad	-	-	+	-	-	-	-	-	-	+
Morfología	Bacillus	Diplobacilo	Bacilo corto	Diplobacilo	Diplobacilo	Bacilo	Diplobacilo	Bacilo	Bacillus	Bacilo
Oxidasa	-	-	+	-	-	-	+	+	-	+
Catalasa	+	+	+	+	+	+	+	+	+	-
Desoxicolato	-	-	+	-	-	-	+	+	-	+
TCBS	-	+Amarilla	+Amarilla	-	+Amarilla	-	-	+Amarilla	+Amarilla	-
O/129 (MH)	+	+	+	-	+	+	+	+	+	-
INDOL	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-
VP	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-
Citrato	-	+	+	-	-	-	-	-	+	-
Gelatina	+	+	+	-	-	-	-	-	+	-
Crecimiento a 10ºC	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Crecimiento a 18ºC										
NB	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
2% NaCl	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
5% NaCl	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
20% NaCl	-	-	-	-	+	+	+	-	+	-
Arginina	+	-	-	-	+	-	+	-	+	-
Lisina	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-
Ornitina	-	-	+	-	-	-	-	+	-	-
O/F	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+
Arabinosa		-		+		-	-	+		
Sucrosa	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Manitol	+	-	+	-	-	-	-	+	+	+
Cellobiosa		+	+	+			-	+	+	
Manosa	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Gluconato	-	-		-	-	+			-	-
Galactosa	+	+	-	+	+	+	+	+	+	+
Esculina	-	-	+	-	-	-	-	-	+	+
Ureasa	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Amilasa	+	+	+	-	-	-	+	-	+	-
Lipasa	+	+	-	+	+	-	+	-	+	+
Luminiscencia	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

TEST/AIS	11 (Lesión externa TSA 2%)	12 (Lesión externa TSA 2%)	13 (Riñón TSA 2%)	14 (Mucus TSA 2%)	15 (Mucus TSA 2%)	16 (Mucus TSA 2%)	17 (Mucus TSA 2%)	18 (Mucus TSA 2%)	19 (Mucus TSA 2%)	20 (Mucus TSA 2%)
Color	Naranja clara rugosa	Crema Expreder	Blanca	Transparente	Crema rugosa plana	Transparente	Naranja claro	Naranja claro	Blanca rugosa	Crema
Gram	-	-	-	-	+	+	+	-	+	-
Motilidad	-	+	-	-	+	Contaminada	-	-	-	-
Morfología	Diplobacilo	Bacilo	Levadura	Bacillus	Bacillus	Contaminada	Diplobacilo	Bacilo	Bacillus	Bacilo
Oxidasa	+	+	+	+	-	+	-	+	+	+
Catalasa	+	+	+	+	+	-	+	-	+	+
Desoxicolato	+	+	-	+	-	-	-	+	-	+
TCBS	+Amarilla	+Amarilla	+Amarilla	-	-	-	+Amarilla	-	-	-
O/129 (MH)	-	+	-	-	+	+	+	+	-	-
INDOL	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
VP	-	+	-	-	-	-	+	-	+	-
Citrato	-	-	-	-	-	-	-	-	-	+
Gelatina	+	-	+	-	-	+	-	+	+	+
Crecimiento a 10ºC	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Crecimiento a 18ºC										
NB	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
2% NaCl	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
5% NaCl	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
20% NaCl	+	-	-	+	-	-	-	-	-	+
Arginina	+	-	-	-	-	-	+	-	+	-
Lisina	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
Ornitina	-	+	-	-	-	-	-	-	-	-
O/F	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+	+/+
Arabinosa		-		+						-
Sucrosa	+	+	+	+	+	+	+	+	+	+
Manitol	-	+	+	+	-	+	-	-	-	+
Cellobiosa		+			-					-
Manosa	+	+	+	+	+	+	+	+	+	
Gluconato	-			-	-	-	-	-	+	-
Galactosa	+	-	+	+	+	+	+	+	+	+
Esculina	+	-	-	+	-	-	-	-	+	-
Ureasa	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
Amilasa	+	+	+	-	+	-	+	-	+	-
Lipasa	+	+	+	+	+	+	-	-	+	+
Luminiscencia	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Anexo 11.

Resultados de ANOVA del crecimiento de las cuatro piscinas del experimento.

Muestreo 1.

SUMMARY

Groups	*Count*	*Sum*	*Average*	*Variance*
Column 1	14	854,2	61,0142857	382,307473
Column 2	21	2035,6	96,9333333	1275,59733
Column 3	15	890,4	59,36	268,555429
Column 4	11	832,6	75,6909091	113,762909

ANOVA

Source of Variation	*SS*	*df*	*MS*	*F*	*P-value*	*F crit*
Between Groups	16491,86749	3	5497,28916	8,856734	6,5416E-05	2,7664413
Within Groups	35379,3489	57	620,690332			
Total	51871,21639	60				

Muestreo 2.

SUMMARY

Groups	*Count*	*Sum*	*Average*	*Variance*
Column 1	15	1215,5	81,0333333	519,59381
Column 2	14	1819,1	129,935714	1601,54709
Column 3	15	817,8	54,52	289,108857
Column 4	17	2480,4	145,905882	811,899338

ANOVA

Source of Variation	*SS*	*df*	*MS*	*F*	*P-value*	*F crit*
Between Groups	83905,02472	3	27968,3416	35,3226868	4,9372E-13	2,7664413
Within Groups	45132,33889	57	791,795419			
Total	129037,3636	60				

Muestreo 3.

SUMMARY

Groups	*Count*	*Sum*	*Average*	*Variance*
Column 1	26	2235,2	85,9692308	1045,43902
Column 2	21	2904,4	138,304762	998,620476
Column 3	23	1829,2	79,5304348	806,304032
Column 4	22	4288,2	194,918182	1205,03108

ANOVA

Source of Variation	*SS*	*df*	*MS*	*F*	*P-value*	*F crit*
Between Groups	197784,1567	3	65928,0522	65,0756161	2,9009E-22	2,708191
Within Groups	89152,72633	88	1013,09916			
Total	286936,883	91				

Muestreo 4.

SUMMARY

Groups	*Count*	*Sum*	*Average*	*Variance*
Column 1	34	3627,1	106,679412	2541,19381
Column 2	24	4097,7	170,7375	2944,13114
Column 3	15	1278,5	85,2333333	750,900952
Column 4	21	4911	233,857143	2057,19857

ANOVA

Source of Variation	*SS*	*df*	*MS*	*F*	*P-value*	*F crit*
Between Groups	284354,3371	3	94784,779	41,9750444	4,6362E-17	2,70583911
Within Groups	203230,9966	90	2258,12218			
Total	487585,3337	93				

Muestreo 5.

SUMMARY

Groups	*Count*	*Sum*	*Average*	*Variance*
Column 1	28	4272,8	152,6	4103,01037
Column 2	32	5239,2	163,725	1923,19419
Column 3	28	3994,4	142,657143	4149,49884
Column 4	25	7262	290,48	3165,92667

ANOVA

Source of Variation	*SS*	*df*	*MS*	*F*	*P-value*	*F crit*
Between Groups	372064,6226	3	124021,541	37,7166044	8,4799E-17	2,68791212
Within Groups	358419,0086	109	3288,24779			
Total	730483,6312	112				

Muestreo 6.

SUMMARY

Groups	Count	Sum	Average	Variance
Column 1	22	4156	188,909091	3895,70563
Column 2	15	2727	181,8	3371,02857
Column 3	26	4505	173,269231	4693,16462
Column 4	21	6682	318,190476	2059,6619

ANOVA

Source of Variation	SS	df	MS	F	P-value	F crit
Between Groups	300400,2379	3	100133,413	27,8606355	1,9538E-12	2,7187852
Within Groups	287526,5717	80	3594,08215			
Total	587926,8095	83				

Muestreo 7.

SUMMARY

Groups	Count	Sum	Average	Variance
Column 1	24	6083	253,458333	6222,1721
Column 2	15	3081	205,4	2065,68571
Column 3	21	4023	191,571429	4867,25714
Column 4	19	6691	352,157895	3595,80702

ANOVA

Source of Variation	SS	df	MS	F	P-value	F crit
Between Groups	299897,3801	3	99965,7934	22,4407418	1,7966E-10	2,72659406
Within Groups	334099,2275	75	4454,65637			
Total	633996,6076	78				

Muestreo 8.

SUMMARY

Groups	Count	Sum	Average	Variance
Column 1	59	14090	238,813559	9638,39568
Column 2	12	2886	240,5	4059
Column 3	54	13458	249,222222	7377,71384
Column 4	54	17428	322,740741	7374,6485

ANOVA

Source of Variation	SS	df	MS	F	P-value	F crit
Between Groups	240120,7494	3	80040,2498	10,109366	3,5492E-06	2,65623612
Within Groups	1385551,153	175	7917,43516			
Total	1625671,902	178				

ANEXO 12

Gráfico de porcentaje de luminiscencia de las cuatro piscinas experimentales.

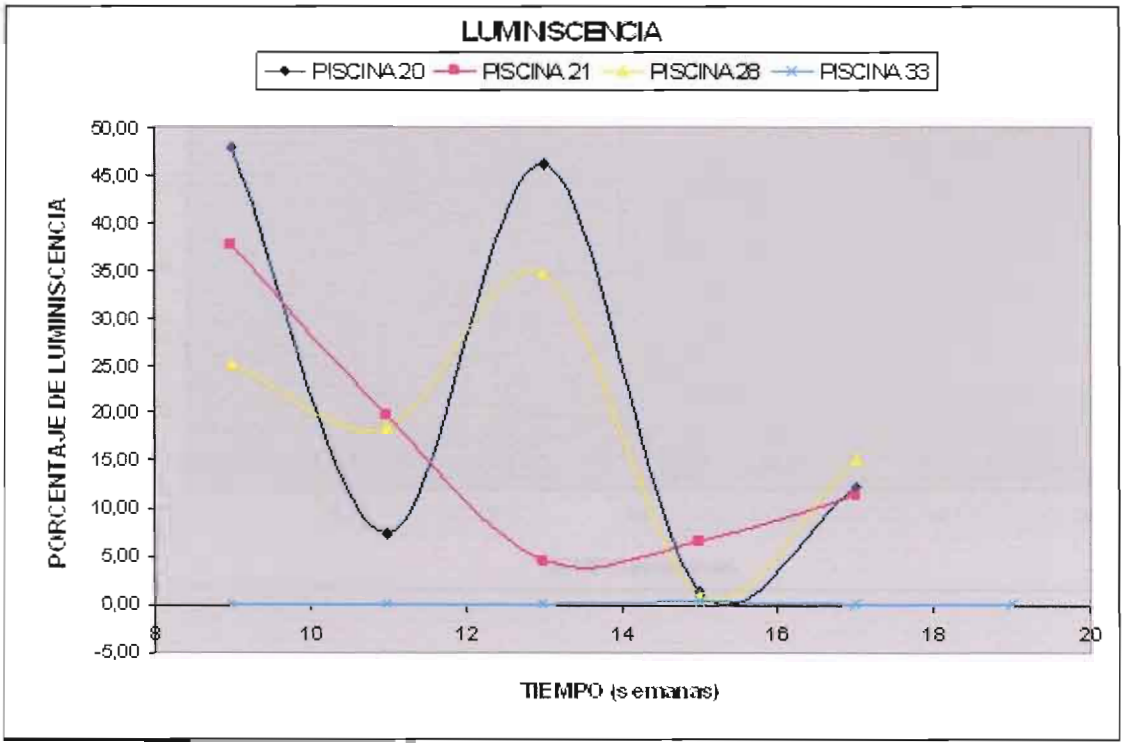


Gráfico de la cantidad de bacterias en AGAR Marino (AM).

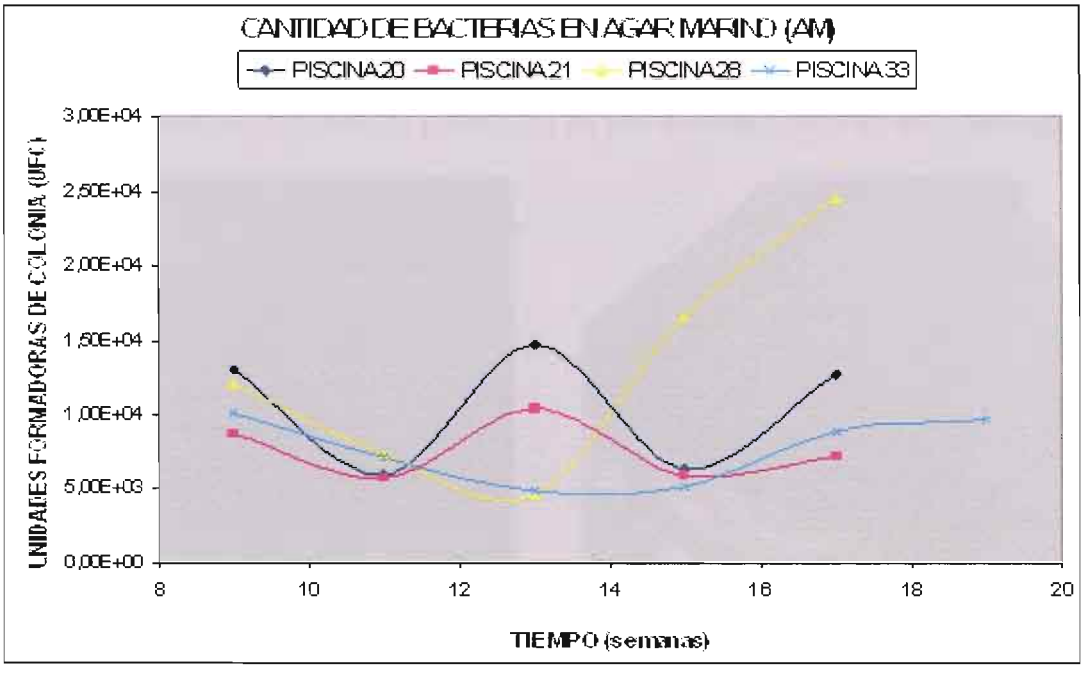
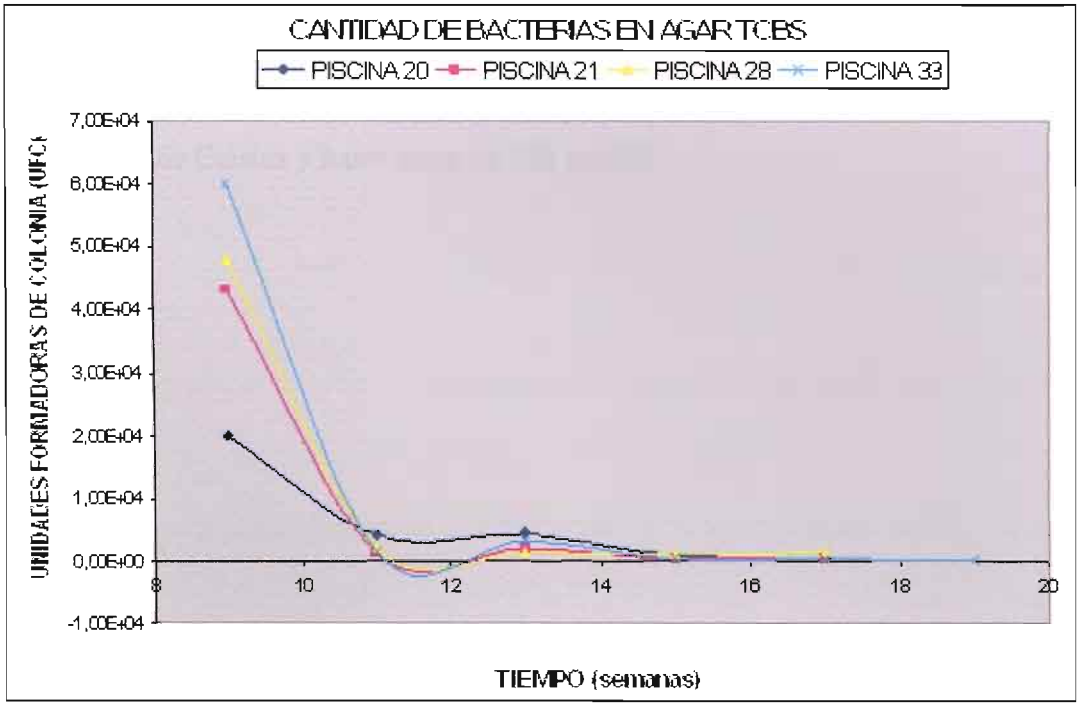


Gráfico de la cantidad de bacterias en AGAR TCBS.



ANEXO 13

Fotos y características de la tela de polietileno de alta densidad (HDPE) de color negro.

Fotos: Autores.

EL HDPE (High Density PolyEthylene) o Polietileno de Alta Densidad es un termoplástico fabricado a partir de petróleo; se necesitan 1.75 kilos de petróleo para fabricar un kilogramo de HDPE. El HDPE tiene alta resistencia al resquebrajamiento, mayor fuerza tensil que el polietileno común, soportando temperaturas constantes de hasta 110 grados Celsius y hasta picos de 120 grados.

ANEXO 14

Tabla del requerimiento nutricional del *Seriola quinqueradiata*.

	Juvenil (%)	Joven (%)	Adulto (%)
Proteína	>50.0	>48.0	>47.0
Grasa	>11.0	>13.0	>17.0
Fibra	<1.0	<1.0	<1.0
Ceniza	<13.0	<13.0	<14.0
Calcio	>2.0	>2.0	>2.0
Fósforo	>1.5	>1.5	>1.5

Fuente: Higasimaru Co. LTD.

Composición nutricional del alimento de trucha usado en el experimento.

Proteína: 40 %

Grasa: 12 %

Ceniza: 9 %

Los componentes de la dieta de trucha son: Harina de pescado, pasta de soya, subproductos de cereales, polvillo de arroz, Vitaminas A, D, E, K y C microencapsulada, fuentes de calcio y fósforo, sal, antihongos y antioxidantes.

BIBLIOGRAFÍA.

1. Andaloro, F., Potoschi, A. & Porrello, L. 1992. Contribution to the knowledge of growth of greater amberjack *Seriola dumerili* (Cuv. 1817) in the Sicilian Channel (Mediterranean Sea). *Rapporto Commissione Interna Mar Mediterraneo*, No. 33.

2. Bardach, J. E., Ryther, J. H., McLarney, W. O., 1972. Culture of miscellaneous brackish water and inshore marine fishes. En Aquaculture. The Farming and Husdandry of fresh water and marine organisms. J. Wiley N. Y. 541-551

3. Bayot, B., Ochoa, X., Cisneros, Z., Apolo, I., Vera, T., Van Biesen, L., Calderón, J. y Cornejo-Grunauer, M.P., 2002. Sistema de alerta para la acuicultura del camarón. El Mundo Acuícola 8(1), 9-13.

4. Begey's Manual of Determinative Bacteriology. Ninth Edition

5. Benetti, D.D. 1992. Bioenergetics and growth of dolphin, Coryphaena hippurus. Ph.D. Dissertation, Rosenstiel School of Marine and Atmospheric Science, Div. Marine Biology and Fisheries, Miami, Fl.: 196 pp

6. Benetti D., D., Garriques, D., Wilson, E. E., 1998. Maturation, spawing and larval rearing techniques of Pacific yellowtail, *Seriola mazatlana*. Suisanzoshoku 46(3): 391-394.

7. Benetti D., D., 1997. Spawing and larval husbandry of flounder (*Paralichthys woolmani*) and Pacific yellowtail (*Seriola mazatlana*), new candidate species for aquaculture. Aquaculture 155: 307-318.

8. Benetti, D., Acosta, C., Ayala, J. C., 1995. Cage and pond aquaculture of marine finish in Ecuador. World Aquaculture 26(4): 7-13.

9. Benetti, D. D., Acosta, C., Venizelos A., 1994. Finish aquaculture development in Ecuador. World Aquaculture 25(2): 18-25.

10. Benetti, D. D., Wilson, E. E., 1996, Estado actual y perspectiva del cultivo de peces marinos en el Ecuador. Acuicultura en Latinoamérica. IX Congreso Latinoamericano de Acuicultura.2° Simposio Avances y Perspectivas de la Acuicultura. Págs. 5 – 14.

11. Blacio, E., 2005. Cultivo de huayaipe (*Seriola rivoliana*) en piscinas de tierra y piscinas cubiertas con geomembrana. CENAIM Informa. Boletín Informativo N° 123.

12. Blacio, E., 2004. Outdoor tank culture of Almaco Jakcs in Ecuador. Global Aquaculture Advocate. Volume 7, Issue 7: 38-39.

13. Blacio, E., Darquea, J., Rodríguez, S., 2003. Experimental culture of ecuadorean huayaipe. Global Aquaculture Advocate. Volume 6, Issue 1: 71-72.

14. Blacio, E., Alvarez, R., 2002. Propuesta de selección de especies de peces y moluscos para diversificación de la Acuicultura Marina. Fundación CENAIM-ESPOL. 62 pp.

15. Blacio, E., 2002. Avances en el manejo de huayaipe, *Seriola mazatlana*. CENAIM Informa. Boletín Informativo N° 71.

16. Blacio, E., 2005. Cultivo de huayaipe (*Seriola rivoliana*) en piscinas de tierra y piscinas cubiertas con geomembrana. CENAIM Informa. Boletín Informativo N° 123.

17. Blacio, E., Darquea, J., Rodríguez, S., 2003. Experimental culture of ecuadorean huayaipe. Global Aquaculture Advocate. Volume 6, Issue 1: 71-72.

18. Blacio, E., Alvarez, R., 2002. Propuesta de selección de especies de peces y moluscos para diversificación de la Acuicultura Marina. Fundación CENAIM-ESPOL. 62 pp.

19. Brian, D., 1990. Mariculture in Japan. Development of an Industry. World Aquaculture. Vol 21. Elsevier. 41 - 43

20. Brown, E. E., 1977. JAPAN: Marine cultured fish and shrimp. World Fish Farming. Cultivation and Economics. Avi. Westport. Connecticut. 297Z-309.

21. Caridi, D., Greco, S., Lo Paro, G., Micale, V. & Arena, G. 1992. Indagini di pesca per il reperimento di novellame di *Seriola dumerili* in un'area del basso Tirreno (Isole Eolie). *Oebalia*, XVII (2 Suppl.): 91-96.

22. CENAIM. 1992. A field guide to the edible fishes and shellfishes in coastal waters of Ecuador. Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas (CENAIM), Ecuador. 95 pp.

23. CNA., 1999. Acuicultura del Ecuador. Revista de la Cámara Nacional de Acuicultura 30, 34-37.

24. Coupal, L., Bédard, E., Peguero, C., Durante, I. S. 1992. Repertorio ictionímici de la República Dominicana. Fasículo I: Acanthuridae-Carangidae. LIRD.

25. Cuvier, G., Valenciennes, A., 1833. Histoire naturelle des poissons. Tome neuvième. Suite du livre neuvième. Des Scombéroïdes. Hist. Nat. Poiss. i-xxix + 3 pp. + 1-512.

26. Chirichigno, N., 1974. Clave para identificar los peces marinos del Perú. Inf. Inst. Mar. Perú, Callao. 44: 1-387.

27. Chirichigno F., N., Cornejo U., Martín, R., 2001. Catálogo comentado de los peces marinos del Perú. Publicación Especial, Instituto del Mar del Perú. Callao, Perú. 314 pp.

28. Darquea, J., 2002. Efecto del alimento vivo enriquecido en el desarrollo larvario de huayaipe (*Seriola rivoliana*). Tesis Profesional (En Prensa). Universidad de Guayaquil, Facultad de Ciencias Naturales, Escuela de Biología. Guayaquil, Ecuador, 200 pp.

29. Druce, B.E. & Kingsford, M.J. 1995. An experimental investigation on the fishes associated with drifting objects in coastal waters of temperate Australia. *Bulletin of Marine Science*, 57:378-392.

30. FAO., 1998. El estudio Mundial de la Pesca y la Acuicultura. Departamento de Pesca de la FAO. Roma. 112 pp.

31. FAO., 2000a. FAO yearbook. Fisheries Statistics: aquaculture production 2000. *FAO Fisheries Series N° 61*. Rome, Italy, FAO.

32. FAO., 2000b. FAO yearbook. Fisheries Statistics: capture production 2000. *FAO Fisheries Series N° 60*. Rome, Italy, FAO.

33. Fujiya, M., 1976 a. Yellowtail farming in Japan. J. Fish Res. Board of Canada, 33 N° 4, pt. 2.

34. Fujiya, M., 1979. Coastal culture of yellowtail (*Seriola quinqueradiata*) and red seabream (*Pagrus major*) in Japan. Advances in Aquaculture. FAO. 453-456.

35. Fujita, S. and T. Yogata, 1984. Induction of Ovarian, Embryonic Development and Larvae and Juveniles of the Amberjack, *Seriola aureovittata*. Japanese Journal of Ichthyology, 30 (4): 426 - 428.

36. Grau, A. 1992. *Aspectos histológicos, ciclo reproductor y principales procesos patológicos de Seriola dumerili, Risso 1810 (Carangidae)*. Barcelona, Spain, Facultat de Veterinaria, Universitat Autonoma, Barcelona. (PhD Thesis).

37. Greco, S., Arena, G., Caridi, D. & Micale, V. 1991. An improved method of capture and transport for juveniles of *Seriola dumerili*. *In* N. De Pauw & J. Joyce, eds. *Aquaculture & the Environment*, pp.130-131.

38. Greco, S., Arena, G., Cammaroto, S., Caridi, D., Genovese, L., Micale, V. & Perdichizzi, F. 1992. *Seriola dumerili* (amberjack): a new species for intensive rearing. *In Abstracts of Aquaculture 1992, Orlando, Florida, USA., 21-25 May 1992*, pp. 106-107.

39. Harada, F., 1965. Studies on propagation of yellowtail (*Seriola quinqueradiata* T. and S.) with special reference to relationship between feeding and growth of fish reared in floating crawl net. Mem. Fac. Agric. Kinki Univ. (Kinki Daigaku, Nogakubu Kiyo), 3, 1-291.

40. Honebrink, R., 1990. Fishing in Hawaii: a student manual. Education Program, Division of Aquatic Resources. Honolulu, Hawaii. 79 pp.

41. Hoshina T. 1968. On the monogenetic trematode, Benedenia seriolae, parasitic on yellow-tail, Seriola quinqueradiata. Bull Off Int Epizoot. Jul-Aug; 69(7):1179-91.

42. Ikenoue, H., Kafuku, T., 1992. Yellowtail (*Seriola quinqueradiata*). In H. Ikenoue and T. Kafuku, eds. Modern methods of aquaculture in Japan. Developments in Aquaculture and Fisheries Science. Vol. 24. Elsevier. 131-143.

43. Kasai, A., Sakamoto, W., Mitsunaga, Y. & Yamamoto, S. 1998. Migration of immature yellowtail *Seriola quinqueradiata* in the open sea observed by an acoustic transmitter and micro data recording tags. *Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries (Nippon Suisan Gakkaishi)*, 64:197-203.

44. Kimura, Kinosuke 1937. On the size and form of the yellowtail (Seriola quinqueradiata Temminck & Schlegel) fished in Sagami Bay and the eastern portion of Suruga Bay. Tokyo, Imperial Fish. Exper. St., Jour., no. 8, pap. 63, p. 71–87.

45. Kimura, S., Kasai, A. & Sugimoto, T. 1994. Migration of yellowtail in relation to intrusion of warm water from the Kuroshio. *Fisheries Science*, 60:635-641.

46. Korringa, P., 1976. Farming the yellowtail (*Seriola quinqueradiata*) in Japan. Farming Marine Fishes and Shrimps. En Aquaculture and Fisheries Science. Vol. 4. Elsevier. 151-173.

47. Kuiter, R. H., Tonozuka., 2001. Pictorial guide to Indonesian reef fishes. Part 1. Eels-Snappers, Muraenidae-Lutjanidae. Zoonetics, Australia. 302 pp.

48. Lazzari, A. & Barbera, G. 1988. First data on the fishing of yellowtail (*Seriola dumerili*) spawners in the Mediterranean basin. *Journal of Aquatic Products*, 2:133-142.

49. Lazzari, A. & Barbera, G. 1989a. Prime osservazioni sulla pesca di riproduttori di ricciola, *Seriola dumerili*, nelle isole pelagie. *Oebalia*, Vol. XV - 2 NS: 645-652.

50. Lazzari, A. & Barbera, G. 1989b. Farming the Mediterranean yellowtail, *Seriola dumerili* (Risso, 1810) in concrete ponds: results and perspectives. *In* N. de Pauw, E. Jaspers, H. Ackefors & N. Wilkins, eds. *Aquaculture - A Biotechnology in Progress*, pp. 209-213.

51. Massay, S., Correa, J., Mora, E., 1993. Catálogo de peces, crustáceos y moluscos de mayor importancia comercial en Ecuador. Instituto Nacional de Pesca, INP. Guayaquil, Ecuador. 122 pp.

52. Mazzola, A., Favaloro, E., Sarà, G., 2000. Cultivation of the Mediterranean amberjack, *Seriola dumerili* (Risso, 1810), in submerged cages in the Western Mediterranean Sea. Aquaculture 181, 257-268.

53. Nash, C. E., 1995. The oceanic pelagic fishes. Chapter 20:357-367. *In* C. E. Nash & A. J. Novotny, eds. Introduction of Aquatic Animals: Fishes, pp. 357-367. Amsterdam, Netherlands, Elsevier Health Sciences Publications.

54. Pipper, R., 1970. Know the proper carrying capacities of your farm. Amercican Fishes and US Trout News 15(1):4-6, 30.

55. Pipper, G. R., McElwain, I. B., Orme, L. E., McCraren, J. P., Fowler, L. G., Leonard, J. R., 1982. Fish Hatchery Management. United States Department of the Interior. Fish and Wildlife Service. Washington, D. C. 577 pp.

56. Porrello, S., Andaloro, F., Vivona, P., Marino, G., 1993. Rearing trial of Seriola dumerili if a floating cage. Production, Environment and Quality. Bordeaux Aquaculture '92. G. Bernabé and P. Kestemont (Eds.). European Aquaculture Society Publication N° 18, Ghent: 209-307.

57. Quevedo, M. E., 2005. Rediseño y análisis de costo para la estación experimental del "Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas, Palmar, Provincia del Guayas. Tesis para optar al grado de Ingeniería en Acuicultura, Escuela Superior Politécnica del Litoral, Guayaquil-Ecuador.

58. Schreck, C., Moyle, P., 1990. Methods of fish biology. American fisheries Society. 236 pp.

59. Sinche, F., Vera, V., 2005; Tesis de grado, Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar; Escuela Superior Politécnica del Litoral, Guayaquil.

60. Smith-Vaniz, W.F., 1995. Carangidae. Jureles, pámpanos, cojinúas, zapateros, cocineros, casabes, macarelas, chicharros, jorobados, medregales, pez pilota.. 940-986 pp. En W. Fischer, F. Krupp, W. Schneider, C. Sommer, K.E. Carpenter y V. Niem (eds.). Guía FAO para Identification de Especies para lo Fines de la Pesca. Pacifico Centro-Oriental. 3 Vols. FAO, Rome.

61. Solís Arturo,1993, Bioquímica miniaturizada para vibrios en Penaeus vannamei. Escuela Superior Politécnica del Litoral.

62. Tachihara, K., Khalil El-Zibdeh, M., Ishimatsu, A., Tagawa, M., 1997. Improved seed production of goldstriped amberjack Seriola lalandi under hatchery conditions by injection of triiodothyronine (T_3) to broodstock fish. Journal of the World Aquaculture Society, Vol. 28, N° 1, March 1997: 34-44

63. Wakabayashi, H. 1996. Importation of aquaculture seedlings to Japan. *Revue Scientifique et Technique Office International des Epizooties*, 15:409-422

64. Whittington et al, 2001: WHITTINGTON I.D., Deveney M.R. & Wyborn S.J. 2001. A revision of Benedenia Diesing, 1858 including a redescription of B. sciaenae (van Beneden, 1856) Odhner, 1905 and recognition of Menziesia Gibson, 1976 (Monogenea: Capsalidae). Journal of Natural History 35: 663-777.

65. Yoshitaka, S., Tsukamoto, K., 1997. Effects of water temperature and light intensity on aggressive behavior in the juvenile yellowtails. Fisheries Sciencie 63 (1). 42 - 45 pp.

Direcciones de internet:

gfx.com/fishing/images/saltfish/almaco.gif

http://www.FishBase.com

www.sterlingnets.com/ fishfarm.html

http://www.lenntech.com/water-disinfection/disinfectants-cupper-silver-ionization.htm

http://govdocs.aquake.org/cgi/reprint/zoor/2004/802/8020840.pdf

联合国粮食及农业组织

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS

ORGANISATION DES NATIONS UNIES POUR L'ALIMENTATION ET L'AGRICULTURE

ORGANIZACION DE LAS NACIONES UNIDAS PARA LA AGRICULTURA Y LA ALIMENTACION

منظمة الأغذية والزراعة للأمم المتحدة

delle Terme di Caracalla, 00100 Rome, Italy

Cables: FOODAGRI ROME

Telex: 625852 FAO I 625853 FAO I / 610181 FAO I

Facsimile: 57053360

Telephone: 57051

Ref: A92/2005

Your ref:

AUTHORIZATION TO REPRODUCE FAO COPYRIGHTED MATERIAL
AUTORISATION POUR REPRODUIRE DU MATERIAL COPYRIGHT DE LA FAO
AUTORIZACION PARA REPRODUCIR MATERIAL DE LA FAO PROTEGIDO POR DERECHOS

r publication in / *pour sa publication dans* / para su publicación en:

Educational purposes.

ddressee / *Destinataire* / Destinario:

Eduardo Escala Pino
Cedros 426 y 5ta. Urdesa
Guayaquil
Ecuador

pecific FAO copyrighted material to be used / *Matériel copyright utilisé* / Material de la FAO protegido por derechos de propiedad electual que va a usarse:

eproduce graphs fro "Capture Based Aquaculture, 2002: Figures 108, 110, 118, 119, 120 and 124

ublished by / *Publié par* / Publicado por:

onditions / *Conditions* / Condiciones:

1. **Due acknowledgement shall be made to the Food and Agriculture Organization of the United Nations (spelled out) and the source document shall be cited.** / *Il sera indiqué que le copyright en est la propriété de l'Organisation des Nations Unies pour l'alimentation et l'agriculture (en toutes lettres) et le document original sera cité.* / Se indicará que los derechos de propiedad intelectual corresponden a la Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (cuyo nombre se hará constar) y se citará el documento del que procede el material.

2. **Fee or royalty to be paid to FAO** / *Redevance à verser à la FAO* / Derechos que se pagarán a la FAO:

   NONE

3. Two **complimentary copy(ies) shall be forwarded to the address shown, citing the number of this authorization.** / Envoyer *spécimen(s) gratuit(s) à l'adresse suivante. Prière d'indiquer le numero de la présente autorisation.* / ejemplar(es) de obsequio se enviará(n) a la dirección que se indica, citando el número de la presente autorización.

   Chief, Publishing Management Service, Information Division, Food and Agriculture Organization of the United Nations, Viale delle Terme di Caracalla, 00100 Rome, Italy.

4. **Other** / *Autres* / Otras:

uthorization granted / *Autorisation accordée* / Autorización concedida

Date: 22 August 2005

Rick Sutton

Chief, Publishing Management Service / *Chargé du Service de soutien des publications et des moyens de communication/* Oficial encargado del Servicio de Apoyo a los Medios de Comunicación y a las Publicaciones