



**ESCUELA SUPERIOR
POLITÉCNICA DEL LITORAL**

**Facultad de Ingeniería Marítima y
Ciencias del Mar**

**"Eficiencia del Saman (*Samanea saman*) como Insumo para el Engorde del
Híbrido Rojo de Tilapia (*Oreochromis sp.*)."**

TESIS DE GRADO

Previo a la obtención del Título de:

INGENIERO ACUICULTOR

Presentado por:

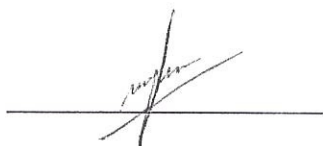
David Eduardo Pasquel Corral

Guayaquil – Ecuador

2006

DECLARACION EXPRESA

“La responsabilidad por los hechos, ideas y doctrinas expuestas en esta tesis, me corresponden exclusivamente, y, el patrimonio intelectual de la misma, a la ESCUELA SUPERIOR POLITÉCNICA DEL LITORAL”.



David Eduardo Pasquel Corral

DEDICATORIA

A Dios, ya que sin su guía, bendición y amor, nunca hubiera sabido escoger el camino correcto hacia este gran logro personal.

A mi Padre y amigo, Dr. Jorge Eduardo Pasquel Andrade, la persona que me enseñó a valorar lo que tengo a mi lado, a ser humilde y a aprender que para todo en la vida existe solución menos para la muerte. Gracias Papá por tu ayuda y la confianza recibida.

A mi Madre, Dra. Patricia Isabel Corral Álava, quien con su cariño, paciencia, dedicación y amor me dio una niñez y juventud inolvidables. Gracias por hacer de mí un hombre correcto y por perdonarme tantos errores cometidos. Madre solo hay una.

A mis Hermanos, Karla y Daniel a quienes quiero, valoro y respeto. Deseándoles que Dios los ilumine, y llene de éxitos en todo momento.

A mis familiares, profesores, amigos y compañeros acuicultores, gracias por enseñarme tantas cosas en este largo camino de la vida, por ayudarme a levantar cuando lo he necesitado y por creer en mí.

AGRADECIMIENTO

A Dios, por darme la vida y la oportunidad de verme realizado profesionalmente.

A mi Padre y Madre, por educarme, orientarme, confiar en mí y por su apoyo incondicional.

A mi Director de Tesis, Msc. Ecuador Marcillo, por su ayuda a lo largo de mi vida estudiantil y por las enseñanzas recibidas. Estoy seguro que harán de mí una mejor persona y me servirán de mucho a lo largo de mi carrera profesional.

Al Msc. Jerry Landívar, Blgo. Marco Álvarez Gálvez y Dr. Marcelo Muñoz, gracias por su ayuda y orientación antes, durante y después del proyecto. Sus enseñanzas, consejos, experiencias, criterios profesionales y su amistad han hecho de mí un mejor hombre y un excelente acuicultor.

Al Ing. Renato Recalde, su amistad, ayuda, paciencia y tiempo brindado; hicieron que este proyecto tenga éxito.

A todo el personal Docente, Administrativo y de Servicio de la Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar, sin su ayuda incondicional este proyecto no hubiese podido realizarse.

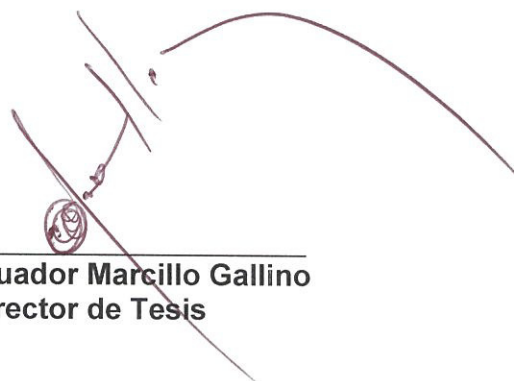
A todos mis amigos y compañeros acuicultores, que de una u otra manera aportaron con su granito de arena a lo largo de la realización de esta investigación.

Al Centro de Servicios para la Acuicultura (CSA), por su ayuda en la realización de los análisis físico-químicos del agua.

MIEMBROS DEL TRIBUNAL CALIFICADOR



M.Sc. Jerry Landívar Zambrano
Presidente del Tribunal



M.Sc. Ecuador Marcillo Gallino
Director de Tesis



Blgo. Marco Álvarez Gálvez
Miembro Principal



M.Sc. Jerry Landívar Zambrano
Miembro Principal

ABREVIATURAS

%	Tanto por ciento
°C	Grados Celsius
C	Conversión alimenticia neta
C.E.	Crecimiento específico
cm	Centímetros lineales.
CO ₂	Dióxido de carbono.
CSA	Centro de Servicios para la Acuicultura
E.A.	Eficiencia alimenticia
ESPOL	Escuela Superior Politécnica del Litoral
FIMCM	Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar
g	Gramos
H	Altura
Ha	Hectárea
Hz	Hertz
HP	Caballos de fuerza
Kg	Kilogramos
Lts	Litros
m ³	Metros cúbicos
m	Metros lineales
mg/l	Miligramos por litro

ml	Mililitros
N ₂	Nitrógeno molecular
ng	Nanogramo (10 ⁻⁹)
PO ₄	Ion fosfato
ppt	Partes por mil
ppm	Partes por millón
PVC	Polivinil cloruro
pH	Potencial de hidrógeno
r.p.m.	Revoluciones por minuto
S	Conversión alimenticia bruta
TM	Toneladas métricas
V	Voltios

INDICE DE CONTENIDOS

ABREVIATURAS.....	
CONTENIDO.....	
INDICE DE FIGURAS.....	
INDICE DE TABLAS.....	
RESUMEN.....	
INTRODUCCION.....	19
CAPITULO1 CARACTERÍSTICAS GENERALES DEL SAMAN (Samanea saman).....	25
1.1 taxonomía y biología del Saman.....	28
1.2 Reproducción del Saman.....	30
1.3 Distribución geográfica del Saman.....	32
CAPITULO 2 CARACTERÍSTICAS GENERALES DEL HIBRIDO ROJO DE TILAPIA.....	34
2.1 Taxonomía y biología de la especie.....	38
2.2 Reproducción de la especie.....	44
2.3 Distribución geográfica de la especie.....	48
CAPITULO 3 MATERIALES Y METODOS.....	50
3.1 DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE CULTIVO.....	51
3.1.1 Forma, dimensión y distribución de los tanques.....	51
3.1.2 Descripción del sistema de aireación.....	53

3.1.3 Descripción del sistema de bombeo.....	56
3.1.4 Desinfección del área de cultivo.....	58
3.2 CONDICIONES AMBIENTALES EN LOS TANQUES.....	60
3.2.1 Temperatura.....	60
3.2.2 Oxígeno.....	61
3.2.3 pH.....	63
3.2.4 Nutrientes.....	64
3.3 DESCRIPCIÓN DEL CULTIVO.....	67
3.3.1 Captura y transporte de los juveniles.....	67
3.3.2 Aclimatación y transferencia de los juveniles.....	69
3.3.3 Densidad de siembra de los juveniles.....	71
3.3.4 Almacenamiento y procesamiento del samán.....	72
3.3.5 Metodología de alimentación y recambios de agua.....	76
3.3.6 Rutina diaria.....	79
3.3.7 Muestreos de crecimiento y supervivencia.....	79
CAPITULO 4. RESULTADOS.....	81
4.1 Análisis del crecimiento en peso.....	81
4.2 Análisis del crecimiento en longitud.....	86
4.3 Análisis de Supervivencia.....	88
4.4 Análisis del Factor de conversión alimenticia (FCA).....	90
4.5 Análisis Estadístico.....	92
4.6 Análisis de comparación económica.....	94

CONCLUSIONES.....

RECOMENDACIONES.....

BIBLIOGRAFIA.....

ÍNDICE DE FIGURAS.

- Fig. 1. Gráficos acerca de la biología del saman “(Tomado de INbio, 1993)”.
- Fig. 2. *Oreochromis niloticuss*, Tilapia nilótica “(tomado de Alamilla, 2001)”.
- Fig. 3. *Oreochromis macrochir* “(tomado de Alamilla, 2001)”.
- Fig. 4. tilapia rendalli, mojarra “(tomado de Alamilla, 2001)”.
- Fig.5. Vista aérea del los tanques experimentales “(Tomado de la experimentación, 2006)”.
- Fig. 6. Forma de los tanques “(Tomado de la experimentación, 2006)”.
- Fig. 7. Distribución de los tanques “(Tomado de la experimentación, 2006)”.
- Fig. 8. Blower viejo “(Tomado de la experimentación, 2006)”.
- Fig. 9. Blower nuevo “(Tomado de la experimentación, 2006)”.
- Fig. 10. Blower nuevo con arrancador eléctrico y caseta de protección y seguridad “(Tomado de la experimentación, 2006)”.
- Fig. 11. Cajetín propio del blower “(Tomado de la experimentación, 2006)”.
- Fig. 12. Bomba de agua “(Tomado de la experimentación, 2006)”.
- Fig. 13. Tanques desinfectados y listos para arrancar la investigación “(Tomado de la experimentación, 2006)”.
- Fig. 14. Estanques de tilapia de donde fueron capturados los animales para la investigación “(Tomado de la finca waterlife, 2006)”.
- Fig.15. Medición de parámetros antes de la transportación “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 16. Tanque de aclimatación de los peces “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 17. Peces transferidos a los tanques “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 18. Saman recogido y almacenado para ser procesado “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 19. Pelado del saman “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 20. Extraída de las pepas del saman “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 21. Pulpa de saman lista para ser procesada “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 22. Pepas de saman “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 23. Saman procesado y listo para ser mezclado con pasta de soya para fabricar el pienso elaborado de manera natural “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 24. Pienso elaborado de manera natural y saliendo del molino ya mezclado para ser llevado a la estufa “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 25. Peces alimentándose con el pienso elaborado de manera natural “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 26. Gráfico de los resultados de los pesos promedios quincenales “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 27. Gráfico de los resultados de los pesos promedios diarios “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 28. Gráfico de los resultados de las longitudes promedias quincenales “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Fig. 29. Gráfico de los resultados de los porcentajes de supervivencia “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

ÍNDICE DE TABLAS.

Tabla 1. Características del género *Oreochromis* “(Tomado de Castillo, 2001)”.

Tabla 2. Identificación según el patrón de pigmentación para las especies del género *Oreochromis* “(Tomado de Castillo, 2001)”.

Tabla 3. Especificaciones del blower “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 4. Especificaciones de la bomba de agua “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 5. Promedios de temperatura registrados durante la investigación “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 6. Promedios de oxígeno registrados durante la investigación “(Tomado de 100a experimentación, 2006)”.

Tabla 7. Promedios de pH registrados durante la investigación “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 8. Resultados obtenidos de un análisis realizado por el CSA al agua de los tanques “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 9. Distribución de las dietas “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 10. Rutina diaria “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 11. Resultados del crecimiento en peso promedio quincenal. “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 12. Resultados del crecimiento en peso promedio diario “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 13. Resultados del crecimiento en longitud promedio quincenal “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 14. Resultados de la supervivencia “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 15. Resultados del análisis del FCA “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 16. Resultados del análisis Anova por el método LSD test para el peso promedio de los animales “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 17. Resultados del análisis Anova por el método LSD test para la longitud promedio de los animales “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 18. Costos del pienso elaborado de manera natural fabricado con pulpa de saman y pasta de soya “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 19. Costos del alimento comercial “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

RESUMEN

En el proyecto se comparó una dieta fabricada con un pienso elaborado de manera natural a base de pulpa de saman (*Samanea saman*) mezclada con pasta de soya, contra un alimento comercial; ambos suplementos alimenticios formulados al 24% de proteína.

Se utilizó dos tanques de cemento, cada uno de los cuales estaba dividido en 4 compartimientos y para fines de la investigación se hizo uso únicamente de 3 compartimientos de cada tanque. Las dietas y cada una de sus replicas fueron distribuidas aleatoriamente en los 6 compartimientos para evitar errores estadísticos.

Los resultados del peso promedio final de cada uno de los compartimientos fueron los siguientes: dieta 1 (334.2 g.) dieta 1 replica 1 (297.7 g.) dieta 1 replica 2 (296.4 g.), para los peces alimentados con balanceado comercial.

Dieta 2 (244 g.) dieta 2 replica 1 (212 g.) dieta 2 replica 2 (204.2 g.), para los peces alimentados con el pienso elaborado de manera natural.

Se concluyó que los bajos costos de producción del pienso elaborado de manera natural se impusieron a los costos elevados del balanceado comercial, probando así que el pienso elaborado de manera natural presenta beneficio significativo en cuanto a precio, siendo muy favorable debido a que los costos del alimento comercial representan el 40% de los costos de producción.

Los pesos promedios finales de los peces alimentados con el balanceado comercial fueron mayores al de los peces alimentados con el pienso elaborado de manera

natural; y esto se debe a que el alimento comercial es procesado y extrusado a nivel industrial.

Lo importante para el productor sería el concluir si el pienso elaborado de manera natural de bajo costo y con bondades de crecimiento aceptables para el cultivo, es más beneficiosa que el balanceado comercial de costo elevado y cuya ventaja competitiva es el crecimiento significativo de los peces; es decir, costo-beneficio en relación al tiempo y dinero invertidos en la producción.

INTRODUCCIÓN

Acuicultura es el cultivo de organismos acuáticos bajo condiciones controladas por el hombre hasta su cosecha, procesamiento, comercialización y consumo. Etimológicamente significa cultivo del agua, referido al uso de métodos y técnicas para el manejo y control de los recursos vivos cuya fuente de vida es el agua. Su origen se remonta al siglo V a.c. en China, de donde provienen los primeros testimonios que describen el cultivo de las carpas para fines ornamentales y alimenticios.

La Acuicultura es una excelente alternativa de producción para el sector Agropecuario, con muy buenas perspectivas; sin embargo, es necesario desarrollar tecnología en este campo para que optimice sistemas de producción y mejoramiento genético de las especies acuícolas.

Los productos como: crustáceos, peces, moluscos y algas, son alimentos de alta calidad, que contienen una cantidad importante de proteínas, hidratos de carbono, grasas, vitaminas, calcio, fósforo y otros elementos necesarios para la salud del hombre y su crecimiento. La Acuicultura ecuatoriana se ha basado principalmente en el monocultivo del camarón, el boom camaronero tuvo sus inicios en el año 1968 en la provincia del Oro, que proyectó a esta actividad como una con mayores perspectivas dentro de la economía del país (Marcillo, 1998).

Pero la explotación desmedida de este recurso ha hecho que el camarón vaya en decadencia y esto ocasione problemas económicos a los productores de este organismo vivo y por consiguiente al país. Todo esto causado por el cultivo indiscriminado de la especie, la poca o nula sanidad y el uso exagerado de antibióticos; que hicieron que el camarón pase por épocas de enfermedades y decadencias.

La enfermedad más reciente del camarón y que causó pérdidas económicas en más de la mitad del sector productivo es la enfermedad de la Mancha Blanca o White Spot (1998), dicha enfermedad se cree que fue introducida al país por medio de larvas silvestres importadas desde Panamá. Afortunadamente la Mancha Blanca ha sido controlada por medio de técnicas, manejo adecuado y tecnología, que han hecho que el camarón entre en una etapa de auge y comience a rendir frutos; quizás no tan favorables como antes pero por lo menos hoy en día se observan ganancias económicas significativas en el sector camaronero y no solo pérdidas como se apreciaron al inicio de la enfermedad.

Debido a que el camarón no es el principal organismo de producción acuícola en la actualidad, ni el más rentable, ha surgido desde hace algunos años la necesidad de utilizar otros recursos como alternativa para la producción. Dentro de estas alternativas se encuentra el cultivo de tilapia, que representa una de las especies de mayor importancia como fuente de obtención de proteína animal.

Buen manejo, alimentación adecuada, estricta sanidad, animales de alta calidad y un canal adecuado de comercialización, son los pilares sobre los cuales descansa el éxito

de la actividad piscícola.

Las tilapias son peces originarios de África y el cercano Oriente, y sus características son idóneas para la actividad piscícola.

Las principales características que hacen de este pez una alternativa llamativa de producción son: su rápido crecimiento, elevada rentabilidad, resistencia a varios patógenos, tolerancia a altas densidades de siembra, capacidad para soportar bajas condiciones de oxígeno disuelto y adaptabilidad a varios medios salinos (Bardach, 1986). Así también podemos mencionar en el aspecto organoléptico que su carne presenta un olor agradable, textura firme, color blanco y carece de huesos intermusculares, haciendo que este pescado sea muy apetecible por consumidores nacionales e internacionales.

Otra de las bondades de este pez es que cuenta con un amplio espectro de alimentación, justamente por su característica biológica de omnívoro; es decir, que se alimenta de fuentes proteicas de origen animal o vegetal, suministrada en dietas balanceadas o subproductos agrícolas (Marcillo y Landívar, 2000).

Los expertos en materia nutritiva son unánimes en considerar que el pescado acompañado de diversos productos vegetales constituye una fuente de alimentación equilibrada.

Según los datos provistos por el Banco Central del Ecuador las toneladas de tilapia exportadas a Estados Unidos en el año 2000 fueron de 19.324,42 (50.045,63 Miles USD FOB) y en el año 2003 de 21.641,72 toneladas (69.183,86 Miles USD FOB), lo que indica claramente que la actividad esta en auge y que los productores

ecuatorianos están poniéndole mucha énfasis a este tipo de cultivo.

La intensificación de los sistemas de cultivo ha generado un incremento en la demanda de materias primas de buena calidad para la fabricación de alimentos, en los que tradicionalmente se ha empleado como principal fuente proteica a la harina de pescado por ser la que mejor suple las exigencias nutricionales de los peces, lo que también la convierte en la materia prima que más incrementa los costos (Tacon, 1993).

Las prácticas de nutrición y alimentación actualmente llegan a corresponder el 80% de los costos de producción en acuicultura intensiva y superintensiva (Toyama, 1999).

A pesar que la harina de pescado es la mejor fuente proteica para ser usada en acuicultura, la demanda por parte de otras especies animales y la tendencia mundial de reducción en su producción ha incrementado su valor, limitando su disponibilidad y posibilidad de uso, principalmente por parte de países en desarrollo, que actualmente proveen más del 80% de la producción acuícola mundial.

Estas perspectivas, han encaminado la labor de nutricionistas en la búsqueda de materias primas que permitan reemplazar a la harina de pescado; tengan bajo costo, sean altamente disponibles y mantengan una composición nutricional estable (El-Sayed, 1999).

El samán se ha considerado como un ingrediente alternativo adecuado para dietas de tilapia, debido principalmente a su contenido relativamente bueno de proteína y también a un buen balance de aminoácidos esenciales que se acerca a los requeridos

por los peces. Es comúnmente disponible, de bajo costo y fácilmente consumido por las tilapias; además, éste árbol se adapta muy bien a los diferentes suelos y al clima existente en las zonas costeras no salinas y humedales del Ecuador.

El problema en sí radica en que al incrementar el cultivo de tilapia, también se incrementan los costos fijos y variables para este fin y entre ellos el costo del alimento. Teniendo en cuenta que los costos del alimento constituyen el 40% de los costos de producción extensiva; es por lo que esta tesis esta destinada a probar un pienso elaborado de manera natural que provea a las tilapias de una excelente fuente proteica y a bajo costo, para que de este modo las microempresas obtengan mayor rentabilidad en su producción.

Para este proyecto se comparo un pienso elaborado de manera natural fabricado con pulpa de saman (*Samanea saman*) mezclado con pasta de soya contra un alimento balanceado, en la alimentación de tilapias en etapa de engorde; dichos alimentos fueron formulados al 24% de proteína.

Se contó con 2 replicas para cada tratamiento y se utilizaron seis compartimientos de experimentación distribuidos aleatoriamente en cada uno de los cuales se sembró 40 juveniles de tilapia.

Para el proyecto se propuso el siguiente Objetivo General:

- Determinar la eficiencia del saman (*Samanea saman*) en el crecimiento del híbrido rojo de tilapia (*Oreochromis sp.*).

Objetivos específicos.- Analizar los beneficios nutricionales que proporciona el pienso elaborado de manera natural con pulpa de saman y su aporte en el crecimiento del híbrido rojo de tilapia en etapa de engorde.

-Comparar el crecimiento tanto en longitud como en peso, utilizando una dieta comercial y un pienso elaborado de manera natural con pulpa de saman.

CAPITULO 1 CARACTERÍSTICAS GENERALES DEL SAMAN (*Samanea saman*).

Samanea saman (Jacq.) Merr., Genízaro o Cenízaro, conocido como saman en español y como monkey-pod en inglés. El nombre común en Hawaii, “monkey pod” o vaina de mono, se debe a su derivación lógica del sinónimo científico del género *Pithecellobium* (que significa arete de mono en griego). Además del nombre saman, el cual es su nombre común a través de la América Latina, el árbol se conoce como mimosa en las Filipinas (Maun, 1978).

Es un árbol de rápido crecimiento que ha sido introducido en muchos países tropicales a nivel mundial desde su hábitat nativo en América Central y el norte de América del Sur. Aunque por lo general se le planta como un árbol de sombra y de ornamento, se ha naturalizado en muchos países y se lo considera de gran valor como alimento para el ganado en los pastizales y como alimento suplementario para peces. Cuando crece a campo abierto, su fuste es corto y su copa esparcida, pero forma un tallo largo y relativamente recto cuando crece estrechamente espaciado. (Skolmen, 1999).

El nombre común en inglés de uso más extenso es el de “raintree”, o árbol de lluvia, debido a la creencia de que el árbol produce lluvia durante la noche. Las hojuelas se cierran durante la noche o cuando está muy nublado, permitiendo que la lluvia pase

con facilidad a través de la copa. Este rasgo puede contribuir al hecho, frecuentemente observado, de que el pasto permanece verde bajo los árboles durante las sequías (Skolmen, 1999). Las vainas contienen una pulpa comestible dulce que provee de un alimento nutritivo a los animales, pueden ser una fuente importante de alimento para las bestias rumiantes durante la temporada de frutas en los pastizales y los niños también la mastican atraídos por su sabor anisado (Skolmen, 1999)

Su madera es muy utilizada debido a que el poco encogimiento durante el secado permite que se trabaje cuando aún permanece verde y los artículos hechos con madera verde pueden ser secados sin ninguna degradación seria.

Aunque en algunos países es considerada como difícil de trabajar, en Hawai donde era utilizada con mucha intensidad y donde el saman ha sido la principal madera para artesanías tales como tazones tallados o torneados desde 1946, la consideraban como fácil de trabajar. Los altos costos de la mano de obra en Hawai, favoreció a países como Tailandia y Filipinas, donde el saman es muy utilizado en la artesanía de diferentes productos labrados en madera de éste árbol y estos países ahora proveen la mayoría de tazones de saman por los que Hawaii es famoso (Castellanos, 2000).

El árbol de saman debajo de su copa desarrolla el pasto con mayor eficiencia que a pleno sol. Esto tiene su explicación en base a que el saman es una planta o árbol leguminoso y como tal, tiene la facultad de autoalimentarse en cuanto al elemento nitrógeno, uno de los más importantes en la nutrición de las plantas. En su extenso sistema radicular, se desarrollan infinidad de nódulos los cuales albergan a millones de bacterias que viven en simbiosis con la planta de saman. Las bacterias extraen el

nitrógeno del aire que circula entre las partículas del terreno y se los ceden a las raíces del árbol. A cambio reciben hidratos de carbono para su alimentación, de parte de su hospedero, el cual no utiliza el nitrógeno del suelo o lo usa en muy poca cantidad, lo que favorece su enriquecimiento, permitiendo que el pasto que se desarrolla debajo de su copa sea muy superior al que está ubicado a campo abierto (Castellanos 2000).

Todo lo anteriormente mencionado favorece sus cualidades de ser un árbol que posee muchas ventajas para ser usadas en la reforestación, para el desarrollo de ganadería a campo abierto y para la alimentación de peces como las tilapias.

1.1 TAXONOMÍA Y BIOLOGÍA DEL SAMAN.

Reino: Plantae.

Phylum: Magnoliophyta.

Especie: Magnoliopsida.

Orden: Fabales.

Familia Mimosaceae.

Subfamilia: Mimosoideae.

Nombre científico: *Samanea saman* (Jacq.) Merr

Nombres comunes: Genízaro o cenízaro, mimosa, saman, árbol de lluvia, monkey-pod.

(Wash, 1916).

El árbol de saman se caracteriza por lo siguiente:

- Puede llegar a medir hasta de 25 m de altura.
- Posee hojas bipinnadas alternas, con 2 o 6 pares de pinnas; cada pinna con 2 u 8 pares de folíolos, de 2 a 4 cm. de largo y de 1 a 2 cm. de ancho, oblicuo-oblongos o rómbicos (asimétricos).
- Tiene una glándula entre cada par de pinnas y cada par de folíolos.
- Inflorescencias, umbelas axilares o terminales.
- Flores numerosas, con muchos estambres de color rosado.
- Frutos legumbres, de 10 a 20 cm. de largo y de 1 a 2 cm. de ancho, lineares o recurvadas, pardas o negras.

- Glándulas presentes entre todas las pinnas y todos los folíolos, estos asimétricos y finamente pubescentes por el envés; frutos negros con una línea amarilla en las suturas dorsales

(Skolmen, 1999).

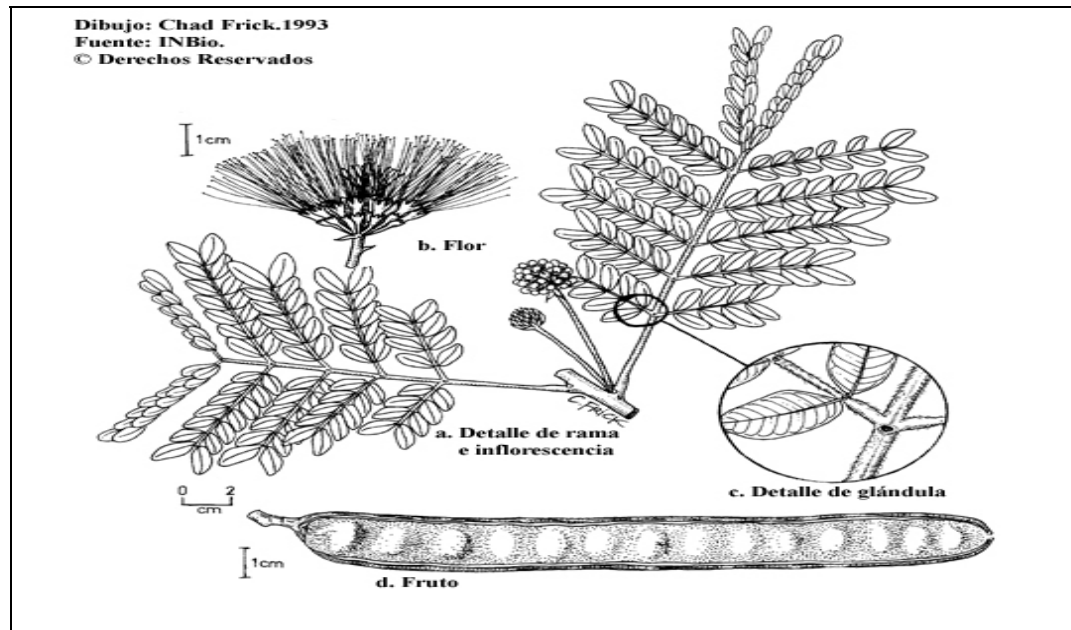


Fig. 1. Gráficos acerca de la biología del saman “(Tomado de INbio, 1993)”

1.2 REPRODUCCIÓN DEL SAMAN.

El saman florece de abril a agosto, las flores son polinizadas por los insectos y aparecen en umbelas, las agrupaciones de flores con sus numerosos estambres de color rosado parecen brochas para maquillaje en la copa del árbol.

Las vainas que contienen las semillas se desarrollan en un período aproximado de 6 meses y caen al suelo intactas, por lo general entre diciembre y marzo. Las vainas, de un color pardo oscuro y relativamente rectas, miden de 10 a 20 cm. de largo y contienen de 5 a 20 semillas (Skolmen, 1999).

Las semillas son unas habas de color pardo rojizo de aproximadamente 13 mm de largo que se desprenden de la vaina cuando éstas se abren en el suelo. A pesar de que las semillas tienen una testa dura y una vida larga, algunas de ellas germinan pronto después de humedecerse al contacto con el suelo, resultando en un breve período de reproducción prolífica, incluso bajo los árboles en prados y jardines. La mayoría o toda la reproducción muere o es destruida por los insectos, los roedores y las actividades de mantenimiento del lugar. Las semillas se recolectan con facilidad recogiendo las vainas del suelo y secándolas bajo cubierta hasta que se abran. La dispersión natural tiene lugar a través de las aves, los roedores, monos, cerdos y los animales rumiantes.

El número de semillas por kilogramo es de entre 4400 y 7000. Se pueden almacenar secas a una temperatura de 0 a 3 °C en contenedores cerrados por un largo período de

tiempo con una poca pérdida en su viabilidad. Las semillas se escarifican por lo general; se colocan en agua a 100 °C y luego se dejan enfriar hasta el día siguiente. Las semillas escarificadas germinan entre 3 y 4 días después de la siembra (Castellanos, 2000).

La profundidad de las raíces varía con la cantidad de precipitación. En las áreas secas con menos de 1270 mm de precipitación anual, el saman se arraiga a una gran profundidad. En las áreas con una mayor precipitación, el sistema radical se desarrolla a nivel de la superficie o cerca de ésta y puede convertirse en un problema en los jardines o cerca de las calles pavimentadas.

El saman es intolerante a la sombra. Las hojas en las ramas sombreadas permanecen cerradas durante el día y contribuyen poco a la fotosíntesis.

Las ramas sombreadas mueren y mejoran la forma de los árboles que se somborean unos a otros (Skolmen, 1999).

1.3 DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DEL SAMAN.

El saman es nativo de la península de Yucatán en México y se ha extendido a través de Guatemala, Ecuador, Perú, Bolivia, Brasil, Paraguay y las Antillas. Crece de manera natural entre las latitudes 5° S. y 11° N. Se lo cultiva a través de los trópicos y se lo ha encontrado en Myanmar (Burma), Sri-Lanka, India, Jamaica, Nigeria, Sabah, Trinidad, Uganda, la isla de Zanzíbar, Filipinas y Fiji (Zamora, 1999).

Se ha naturalizado también en Hawaii, Puerto Rico y las Islas Vírgenes. Puede ser que el saman haya sido introducido a Puerto Rico y Guam durante el siglo XVI (Skolmen, 1974).

Se lo puede encontrar con frecuencia en los sitios antiguos de viviendas cerca de las corrientes de agua en los bosques de Hawaii, en donde se asocia usualmente con el mango (*Mangifera indica* L.), el te (*Cordyline terminalis* (L.)Kunth.), la guayaba (*Psidium guajava* L.) y otras plantas domésticas. En los sitios en donde se ha naturalizado se asocia primariamente con las gramíneas, aunque ocasionalmente se le encuentra con árboles o arbustos (Maun, 1978).

Crece en un amplio espectro de precipitación de 640 a 3810 mm., y su crecimiento es a menudo rápido. Este crecimiento rápido es a veces contraproducente debido a que el árbol forma una densa masa de raíces entrelazadas en la superficie y a que la copa se

vuelve muy pesada, con una subsecuente pérdida del balance del árbol. Sin embargo, es muy intolerante a las heladas, a la vez que al rocío salino.

El samán muestra su mejor crecimiento en los suelos aluviales profundos con un buen drenaje y una reacción de neutral a ligeramente ácida. Es más común encontrar el árbol en las hondonadas en donde el suelo es más profundo y más húmedo que en las colinas y cimas adyacentes. Puede sin embargo plantarse y crecer bien en una gran variedad de suelos y puede soportar las inundaciones estacionales (Kidd, Taogaga, 1984).

CAPITULO 2 CARACTERÍSTICAS GENERALES DEL HIBRIDO ROJO DE TILAPIA

El nombre de tilapia lo empleo por primera vez Smith en 1840 que se deriva de la raíz “thlapi” o “ngege” en idioma “swahili”, originario de comunidades que se asientan en la costa del lago Ngami–África que quiere decir “pez”. Los japoneses la llaman telepia, y en muchos países en el mundo también ha sido llamada perca (perch), saint peter’s fish, bream, cherry snapper, nile perch, hawaiian sun fish, mudfish, pargo rojo de agua dulce y mojarra (FAO, 1998).

Remanentes fósiles de tilapia han sido encontrados con aproximadamente 18 millones de años de antigüedad (Fryer y Iles, 1972) cerca al Lago Victoria, pero fueron muy poco conocidas hasta su redescubrimiento en el siglo pasado (Balarin, 1979). Las tilapias tienen ancestros netamente marinos adaptados a los ambientes lénticos de aguas continentales.

La variedad más conocida en el mercado es la tilapia roja, considerada como "la gallina del agua" debido a que tiene un sabor fresco, agradable y pocas espinas.

Desde el punto de vista nutricional se considera que su nivel de proteína es más elevado que el presentado por las carnes rojas (Alamilla, 2001).

La tilapia roja es una especie óptima para el cultivo en agua dulce o salada, presenta una alta resistencia a enfermedades y una gran capacidad para adaptarse a

condiciones adversas del medio. Esta situación le permite tolerar condiciones extremas de contaminación, bajas de oxígeno y temperaturas elevadas.

Dentro del género *Oreochromis*, en forma intempestiva aparece la tilapia roja como una mutación albina en un cultivo artesanal de tilapia mossambica *Oreochromis mossambicus* de coloración normal (negra) cerca de la población de Tainan (Taiwán) en 1968 (Castillo, 1994).

La tilapia roja, se convirtió en la punta de lanza para el desarrollo acelerado de la piscicultura comercial a partir de la década de los 80 en países sin tradición acuícola Suramericanos como: Colombia (introducida en 1982), Venezuela (introducida en 1989) y Ecuador (introducida en 1993), en forma casi simultánea con países Centroamericanos, Caribeños y Norteamericanos (Alamilla, 2001).

La atractiva coloración estimuló a los productores e investigadores a iniciar un acelerado e incontrolado programa de hibridación que permitió la obtención de nuevas líneas de tilapia roja, las más populares, y que han sido introducidas a Suramérica son:

Red Singapur: *O. mossambicus* mutante.

Red Florida: *O. mossambicus* albina x *O. urolepis hornorum* (Sipe, 1985).

Red Stirling y Tailandesa: *O. niloticus* roja.

Red Manzala: *O. aureus* roja, *O. niloticus* (Egipcia) roja (Mc Andrew, et. al 1988; Tave, 1991).

Red Yumbo No 1: Red Florida x *O. niloticus* (Castillo, 1994).

Red Yumbo No 2: Red Florida USA x Red Florida Israel.

Golden Tilapia: *O. mossambicus* amarilla.

Nilótica Perla: *O. niloticus* pearls.

Red Taiwanesa: *O. mossambicus* albina (Castillo, 1989).

Red Taiwanesa y Filipina: *O. mossambicus* albina x *O. niloticus* (Kuo, 1984; Galman, 1988; Pruginin, et. al, 1989).

En cada línea se busca adicionar a ella la mejor característica de cada una de las especies del género *Oreochromis* empleadas en el mejoramiento de los híbridos rojos, las principales son:

Tabla 1. Características del género *Oreochromis*

O. mossambicus y *O. urolepis hornorum* para la coloración roja y resistencia a todo tipo de medios.

O. niloticus para mejorar el crecimiento y la forma corporal (fenotipo).

O. urolepis hornorum para la obtención de híbridos solo machos.

O. aureus para aumentar la tolerancia en aguas frías.

(Tomado de Castillo, 2001)".

Tabla 2. Identificación según el patrón de pigmentación para las especies del genero

Oreochromis.

Área de pigmentación	O. niloticus	O. aureus	O. u. hornorum	O. mossambicus
Cuerpo	Verde metálico Macho maduro: ligeramente gris.	Gris azulado	Negro Acentuado en el macho.	Gris oscuro
Cabeza	Verde metálico	Gris oscuro	Gris	Gris oscuro
Color ojos	Cafés	Cafés	Negros	Negros
Región Ventral	Gris plateado	Gris claro Algunas veces manchas difusas rojizas.	Gris	Gris claro
Papila Genital	Blanca	Blanca a brillante claro	Rosada	Blanca
Borde Aleta Dorsal	Negra a oscura	Fuertemente Roja o rojiza	Roja	Ligeramente roja
Porción Terminal Aleta Caudal	Roja, bandas negras bien definidas y uniformes en forma circular.	Roja, bandas difusas y punteadas.	Roja	Ligeramente roja
Perfil Dorsal	Convexo	Convexo	Cóncavo	Cóncavo
Labios	Negros	Labio inferior blanco	Gruesos negros	Negros

“(Tomado de Castillo, 2001)”.

2.1 TAXONOMÍA Y BIOLOGÍA DE LA ESPECIE

Phylum:	Vertebrata.
Subphylum:	Gnathostomata.
Serie:	Pisces.
Clase:	Teleostei.
Subclase:	Actinopterygii.
Orden:	Perciformes.
Suborden:	Percoidei.
Familia:	Cichlidae.
Género:	Oreochromis.
Especie:	Oreochromis sp. (Híbrido rojo de tilapia).

Nombre común de la especie: tilapia roja, parguito de agua dulce, mojarra roja.

Rango de pesos adultos: 1000 a los 3000 gramos.

Edad de madurez sexual: Machos (4-6 meses), hembras (3-5 meses).

Número de desoves: 5 a 8 veces por año.

Temperatura de desove: Rango 25 a 31 grados centígrados.

Número de huevos/hembra/desove: En buenas condiciones mayor de 100 huevos hasta 1500 dependiendo de la edad de la hembra.

Vida útil de los reproductores: 2 a 3 años.

Tipo de incubación: Bucal.

Tiempo de incubación: 3 a 6 días.

Proporción de siembra de reproductores: 1 macho por cada 3 hembras.

Tiempo de cultivo: 7 a 8 meses, para alcanzar un peso comercial de 300 gramos, dependiendo de las condiciones del medio, estado de los animales, manejo, etc.

(Solla, 2000).

El cuerpo de estos peces es robusto comprimido, a menudo discoidal, raramente alargado, con aleta dorsal que tiene de 23 a 31 espinas y radios; se diferencian de las percas que posee un solo nostrilo en cada lado de la cabeza y que le sirve simultáneamente como entrada y salida de la cavidad nasal.

La boca es proctatil, mandíbula ancha, a menudo bordeada por labios gruesos con dientes cónicos y en algunas ocasiones incisivos, en otros casos puede presentar un puente carnosos (freno) que se encuentra en el maxilar inferior, en la parte media debajo del labio (Bardach, 1986).

La línea lateral es bifurcada; la porción superior se extiende desde el opérculo hasta los últimos radios de la aleta dorsal, en la porción inferior, aparecen varias escamas por debajo de donde termina la línea lateral de la parte superior hasta la terminación de la aleta caudal; la aleta caudal es truncada redondeada (Arredondo y Tejeda, 1988).

Generalmente, el macho se desarrolla más que la hembra. Las tilapias son peces de aguas cálidas tropicales; el grado óptimo de temperatura es de 25 a 30 grados centígrados. Existen especies que reaccionan a bajas temperaturas, siendo los límites letales entre 10-3 grados centígrados. Estos peces tienen por preferencia vivir en aguas estancadas, o en sistemas lacustres que representan poca corriente (Alamilla, 2001).

Las tilapias son peces eurihalinos, capaces de vivir en medios dulces y salobres. Aunque la mayoría de estos peces pueden vivir en agua salada, es necesario recalcar que no siempre soportan cambios bruscos de salinidad.

Muchas especies son de hábitos territoriales, particularmente durante la temporada de reproducción. Su territorio se observa claramente definido y defendido de los depredadores e intrusos que atacan a sus crías y puede ser fijo o desplazarse a medida que las crías nadan en busca de alimento (Alamilla, 2001).

Por ser una especie omnívora, se alimenta de: huevos, larvas y juveniles de otros peces, afectando el ciclo biológico de las especies nativas. Al preñar los huevos, las tilapias pueden dejar sin alimento a las especies por un tiempo que puede ser hasta de un año. Además se interrumpe el reclutamiento, es decir, la proporción de peces que alcanzan un tamaño adecuado para ser atrapados por las redes de pesca (Castillo, 20001).

Las adaptaciones estructurales de las tilapias a su dieta son principalmente un largo intestino muy plegado, dientes bicúspides o tricúspides sobre las mandíbulas y la presencia de dientes faríngeos (Thys, 1968).

Debido a la diversidad de alimentos que varían desde vegetación macroscópica (pastos, hojas, plantas sumergidas), alimentos naturales suministrados, hasta algas unicelulares y bacterias, los dientes también muestran variaciones en cuanto a dureza y movilidad (Bardach, 1986).

Las tilapias se pueden clasificar en tres grupos principales:

1. Especies Omnívoras:

O. mossambicus es la especie que presenta mayor diversidad en los alimentos que ingiere. *O. niloticus*, *O. spilurus* y *O. aureus* presentan tendencia hacia el consumo de zooplancton.



Fig. 2. *Oreochromis niloticus*, tilapia nilótica “(tomado de Alamilla, 2001)”.

2. Especies Fitoplanctófagas:

S. galilaeus y *O. macrochir* son especies que se alimentan principalmente de fitoplancton. *S. melanotheron* consume células muertas de fitoplancton, *O. alcalicus* consume algas que crecen sobre la superficie de las piedras y rocas.



Fig. 3. *Oreochromis macrochir* “(tomado de Alamilla, 2001)”.

3. Especies Herbívoras:

T. rendalli, *T. sparmanni* y *T. zillii* consumen vegetación macroscópica. Para poder cortar y rasgar plantas y hojas fibrosas poseen dientes faríngeos especializados, así como un estómago que secreta ácidos fuertes.

Los requerimientos nutricionales al igual que los hábitos alimenticios de los juveniles difieren considerablemente de los adultos. Los juveniles casi siempre son zooplanctófagos (mayor requerimiento de proteína) y posteriormente su alimentación se vuelve fitoplanctófaga o detritívora.

(Castillo 2001).



Fig. 4. *tilapia rendalli*, mojarra “(tomado de Alamilla, 2001)”.

2.2 REPRODUCCIÓN DE LA ESPECIE

Uno de los aspectos más importantes en todo sistema de producción piscícola a gran escala, es la selección y el manejo de los reproductores (FAO, 1988).

La aplicación adecuada de los métodos de un programa de cría puede llevar a resultados útiles y deseados en economía y ecología, al mismo tiempo que se mantiene la variabilidad genética de la población (Arredondo et al, 1998).

La tilapia posee reproducción bisexual y alcanzan su madurez sexual a partir de los 2 a 3 meses de edad a una longitud de 8-16 centímetros. El interés por mejorar la producción de esta especie se refleja en las continuas investigaciones de los piscicultores enfocadas en solucionar el problema de la reproducción de la tilapia (Hepher, 1989).

Las instalaciones para la reproducción pueden ser acuarios grandes, jaulas flotantes, tanques de concreto con divisiones y compartimientos dispuestos en ingeniosos arreglos (longitudinales, concéntricos, niveles verticales variables, etc.).

La mayoría aprovecha aspectos específicos del comportamiento y de los hábitos reproductivos y/o alimenticios de las especie en cuestión, lo que les confiere diversas ventajas en cuanto a eficiencia, facilidad de manejo, ahorro de mano de obra, energía, agua, etc.(Alamilla, 2001).

Una vez capturados los juveniles jóvenes, se los cría para que se desarrollen rápida y homogéneamente antes de proceder a su engorda. Durante este período de crianza se efectúa también la reversión sexual, inducida hormonalmente para obtener poblaciones monosexadas de machos. Para ello se administra la hormona testosterona, vía oral, añadida al alimento (Castillo, 2001).

Técnicas como el sexage manual, hibridación y la reversión química del sexo se usan muy frecuentemente, y proporcionan en su mayoría los resultados deseados por los productores evitando los problemas debido a la reproducción precoz de la especie.

Es importante tener en cuenta los siguientes datos concernientes a la reproducción de la especie:

- Edad de madurez sexual: Machos (4-6 meses), hembras (3-5 meses).
- Número de desoves: 5 a 8 veces por año.
- Temperatura de desove: Rango 25 a 31 grados centígrados.
- Número de huevos/hembra/desove: En buenas condiciones mayor de 100 huevos hasta 1500 dependiendo de la edad de la hembra.
- Vida útil de los reproductores: 2 a 3 años.
- Tipo de incubación: Bucal.
- Tiempo de incubación: 3 a 6 días.
- Proporción de siembra de reproductores: 1 macho por cada 3 hembras.

(Solla, 2000).

Los caracteres externos de mayor importancia dentro de la selección de reproductores en general son:

- Buena talla y peso.
- Ejemplares saludables.
- No deben presentar heridas o ulceraciones en el cuerpo.
- Ausencia de deformaciones en el cuerpo o en aletas.
- Libre de patógenos.
- Distribución normal de escamas.

(Castillo, 1994).

Para seleccionar peces con tallas óptimas de reproducción se toman en consideración las siguientes características:

- Peso de 250 a 500 g.
- Talla de 12 a 13 cm.
- Edad de 6 a 12 meses.

Parámetros óptimos de reproducción.

- Temperatura: 24° a 29°C.
- Dióxido de carbono: 5 a 6 ppm.

- Salinidad: 20 ppm.
- Turbidez: 25-30 cm.
- pH 7 – 9.
- Amonio: 0.1
- Nitritos: 4.6 a 5
- Alcalinidad y dureza: 80 a 100 mg de CaCO_3/l .

(Alamilla, 2001).

La temporada óptima de reproducción en Ecuador abarca desde finales de enero hasta finales de Abril o mediado de Mayo, justo cuando la temperatura del agua fluctúa entre 24 y 29°C.

2.3 DISTRIBUCIÓN GEOGRÁFICA DE LA ESPECIE

La tilapia es la variedad más representativa para los cultivos acuícolas de agua dulce, pertenece a la familia Cichlidae, la cual abarca más de 1200 especies distribuidas ampliamente en zonas tropicales de África, América y Asia (Sweeney, 1997).

Estos peces son endémicos originarios de África y el Cercano Oriente, en donde se inicia la investigación a comienzos del siglo XIX, y aprovechando sus características se consideraron ideales para la piscicultura rural, especialmente en el Congo Belga (actualmente Zaire). A partir de 1924, se intensificó su cultivo en Kenia, sin embargo fue en el Extremo Oriente, en Malasia, en donde se obtuvieron los mejores resultados y se inició su progresivo cultivo en el ámbito mundial (Castillo, 2001).

Dentro de sus áreas originales de distribución, las tilapias han colonizado hábitats muy diversos: arroyos permanentes y temporales, ríos anchos y profundos o con rápidos, lagos profundos, lagos pantanosos, lagunas dulces, salobres o saladas, alcalinas, estuarios y lagunas costeras e incluso hábitats marinos (Alamilla, 2001).

Las tilapias cultivadas habitan por lo general aguas lénticas (poca corriente), permaneciendo en zonas poco profundas y cercanas a las orillas donde se alimentan y reproducen.

Ecuador, país acuícola por tradición y líder en la producción de camarón blanco, se vio afectado en 1992 por el “Síndrome de Taura”, el cual rápidamente se expandió en la industria camaronera, por lo que miles de hectáreas en piscinas (estanques) quedaron abandonadas, esto facilitó la introducción del cultivo de la tilapia roja como una alternativa en estas áreas, complementándose luego con el policultivo tilapia y camarón a partir de 1995. De tal manera que el país está considerado como uno de los principales productores y exportadores de tilapia (FAO, 1998).

Existen ciertas condiciones ambientales adecuadas para el buen crecimiento de las tilapias es por eso que se ha considerado a las provincias del Guayas (zona de Taura, Samborondón, Chongón, Daule, El Triunfo) y El Oro como las más apropiadas para su cultivo. A medida que ha pasado el tiempo y con la realización de estudios, esta producción se ha extendido hacia las provincias de Manabí, Esmeraldas y a varios sectores de la Amazonía ecuatoriana.

CAPITULO 3 MATERIALES Y METODOS.

La presente tesis en la que se comparó un pienso elaborado de manera natural fabricado con pulpa de samán mezclado con pasta de soya, contra un alimento comercial. Ambos formulados al 24% de proteína, para el engorde de tilapias; fue realizada en el Campus “Gustavo Galindo” de la Escuela Superior Politécnica del Litoral; en el sistema de estanquería de cemento de la Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar.

El período de duración de la investigación fue de cuatro meses y se lo realizó entre el 29 de marzo y el 27 de Julio del año 2006.

Para el proyecto se utilizó dos tanques de cemento que previamente habían sido divididos en cuatro compartimientos cada uno y de los cuales solo seis fueron ocupados para realizar los ensayos con los alimentos. Las dietas con sus respectivas replicas fueron distribuidos aleatoriamente entre los compartimientos para evitar errores estadísticos.

En cada compartimiento se transfirió 40 juveniles de tilapia transportados de una finca particular y que pertenecían a la misma línea genética, para evitar problemas posteriores de crecimiento y supervivencia entre animales.

3.1 DESCRIPCIÓN DEL ÁREA DE CULTIVO.

3.1.1 Forma, dimensión y distribución de los tanques.

Los tanques están colocados uno contiguo al otro y divididos en 4 compartimientos cada uno, de los cuales solo seis fueron escogidos al azar para ser utilizados en la investigación y presentan la forma siguiente:

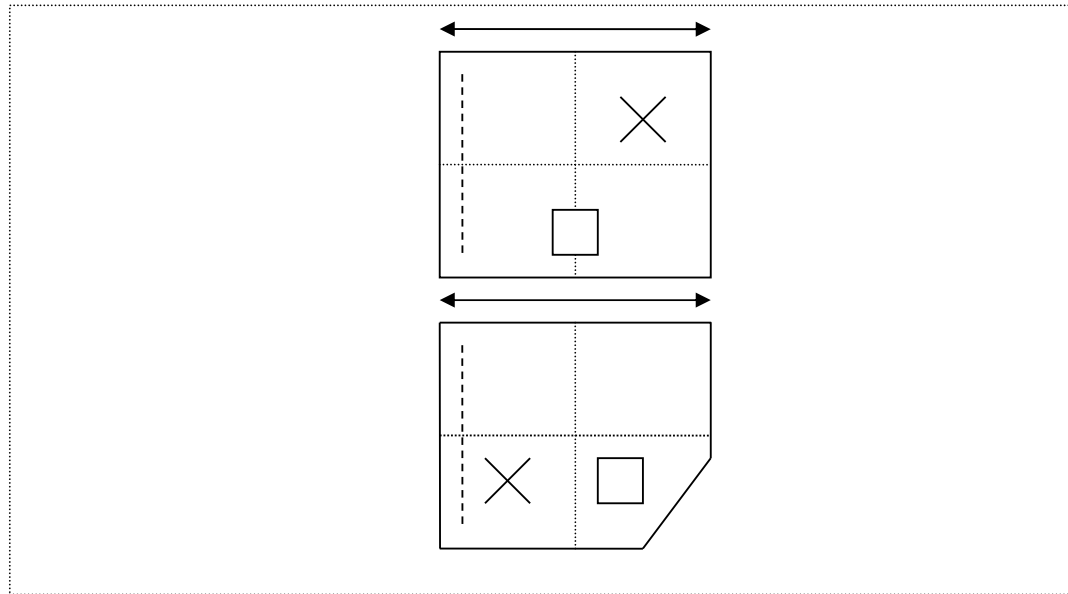


Fig.5. Vista aérea del los tanques experimentales “(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 6. Forma de los tanques “(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 7. Distribución de los tanques “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.1.2 Descripción del sistema de aireación.

Los tanques reciben aireación suministrada por un blower, el cual consta de su propio cajetín, arrancador eléctrico y caseta de protección y seguridad.

Del blower sale hacia los tanques de experimentación un tubo de 2 m. de galvanizado de 2 pulgadas el cual se conecta a un tubo de 2 m. de PVC de 4 pulgadas y luego por medio de un reductor le continua un tubo de PVC de 2 pulgadas el cual llega hasta los tanques de donde salen 4 llaves de paso de la aireación para cada tanque; las mismas que son por medio de T y mangueras plásticas ampliadas a 8 líneas secundarias de aireación para cada tanque. De esta manera se obtiene la aireación requerida para los compartimientos de producción.

El tubo galvanizado sirve porque el aire que sale del blower es un aire caliente y si se le colocara un tubo de PVC en la salida, este se iría desgastando con el tiempo e incluso se puede llegar a derretir. De igual manera la ampliación del tubo de galvanizado de 2 pulgadas a un tubo de PVC de 4 y la consecuente reducción del tubo a uno de PVC de 2 pulgadas; sirve como una cámara de aire, donde el aire caliente que sale del blower se torna más fresco y continua en esta condición hacia los tanques.

Por último se colocaron piedras difusoras para cada línea secundaria, de tal suerte que la aireación sea distribuida de mejor manera en la columna de agua y aprovechada al máximo por los peces para su metabolismo y crecimiento.

Tabla 3. Especificaciones del blower.

➤ Caballaje:	2.5 HP.
➤ Voltaje:	watts.
➤ Amperaje:	Amperios.
➤ RPM:	RPM.
➤ Frecuencia:	Hz.

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 8. Blower viejo “(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 9. Blower nuevo “(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 10. Blower nuevo con arrancador eléctrico y caseta de protección y seguridad
“(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 11. Cajetín propio del blower “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.1.3 Descripción del sistema de bombeo.

El agua del lago de la ESPOL es succionada por medio de una bomba, la cual toma el agua con la ayuda de un tubo de PVC de 1.5 pulgadas de diámetro que contiene en su parte terminal un cheque de agua y la conduce hacia la bomba, la misma que expulsa dicha agua hacia los tanques de experimentación por medio de una tubería de 1.25 pulgadas de diámetro. Esta tubería se subdivide en dos por medio de codos; es decir, una para cada tanque, en cuya parte final poseen una llave de paso del agua para poder controlar la cantidad de agua que se requiera para recambios o para los diferentes muestreos de los animales en los tanques.

Tabla 4. Especificaciones de la bomba de agua.

➤ Caballaje:	1 HP.
➤ Voltaje:	115-230 watts.
➤ Amperaje:	18/9 Amperios.
➤ Marca	F&W.

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 12. Bomba de agua “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.1.4 Desinfección del área de cultivo.

Para desinfectar los tanques primero se retiró las hojas, ramas, polvo, agua y demás desechos que contenían los mismos y luego se procedió a limpiar las paredes con la ayuda de un cepillo de cemento y una espátula para eliminar así todos los desechos de algas y demás agentes externos que estaban incrustados en los tanques.

Antes de proceder a desinfectar los tanques con cloro, estos fueron empastados con Cikatop; el cual, es un impermeabilizante que impide que los tanques filtren agua, no deja que las algas se adhieran en mayor proporción a las paredes de los tanques y sea más rápido de eliminarlas en cada limpieza y lo más importante es que dejándolo reposar por 3 días al sol no es nocivo para los peces.

Después de dejar secar los tanques por 4 días al sol, se procedió a desinfectarlos con el método de Singholke (1992). Para ello se elevó la columna de agua de los tanques hasta la mitad de su capacidad y se le adicionó una concentración de cloro de 60 ppm a cada uno, suministrándoles aireación constante durante un día. Al día siguiente se eliminó el agua de los tanques y se los dejó secar al sol. A la mañana siguiente se elevó la columna de agua de los tanques en un 80% de su capacidad y se lo dejó con aireación constante hasta el siguiente día, donde se eliminó nuevamente el agua de los tanques y se les elevó la columna de agua hasta que cada tanque posea la cantidad de agua necesaria para la experimentación terminando así la desinfección.

La radiación solar controla los parásitos, desechos de algas y bacterias que pudieran encontrarse en los tanques porque los elimina; al igual que neutraliza los metabolitos nocivos que pudieran interferir en el normal desarrollo de la investigación.



Fig. 13. Tanques desinfectados y listos para arrancar la investigación “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.2 CONDICIONES AMBIENTALES EN LOS TANQUES.

Para que las tilapias alcancen un crecimiento óptimo, estas necesitan condiciones fisicoquímicas especiales para su cultivo.

Gran parte de su desarrollo y funciones corporales están influenciadas de manera directa por la calidad del agua donde vivan (Solla, 2000).

Los parámetros más importantes son los siguientes:

3.2.1 Temperatura.

Las tilapias requieren de temperaturas elevadas para su desarrollo. Todos los procesos biológicos y químicos en ellas están regulados por la temperatura del agua, debido a que son peces poiquilotermos y termofilicos (Bardach, 1986).

La temperatura ideal para el engorde de las tilapias oscila entre 24 y 32°C. En nuestro país dichas temperaturas se dan en todo el litoral, en valles interandinos y en la región oriental (Marcillo y Landivar, 2000).

Las variaciones en la temperatura van a incidir directamente en la tasa metabólica, tasa de alimentación y consumo de oxígeno por parte del animal; es decir, si la

temperatura aumenta los animales están más propensos a crecer y si esta disminuye el animal no se alimenta bien y por consiguiente pierde peso y es más propenso a enfermedades.

Tabla 5. Promedios de temperatura registrados durante la investigación.

Hora	Temperatura (°C)	
	Tanque 1	Tanque 2
08:00	24.40	24.52
09:00	24.50	24.62
10:00	24.67	24.76
11:00	25.04	25.20
12:00	25.28	25.67
13:00	25.56	25.96
14:00	25.72	26.05
15:00	25.74	26.12
16:00	25.64	26.04
17:00	25.35	25.54

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.2.2 Oxígeno.

Es el elemento junto con la temperatura y el amonio más importante a monitorear en el agua para la producción de peces. Sus niveles pueden cambiar de manera drástica

durante el curso del día y la tolerancia depende de la especie y la temperatura (Solla, 2000).

Los niveles óptimos de oxígeno para las tilapias están sobre los 4.5 ppm, pero los peces se desarrollan aunque su crecimiento se torna lento entre 3 y 4 ppm, porque reducen el consumo de oxígeno y para ello disminuyen su metabolismo (Marcillo y Landivar, 2000).

Entre los factores que disminuyen el nivel de oxígeno del agua tenemos: descomposición de materia orgánica, alimento no consumido, heces, animales muertos, aumento de la tasa metabólica por incremento en la temperatura, disminución en los recambios de agua, densidad de siembra, sólidos en suspensión, residuos lodosos en el agua, etc.

Tabla 6. Promedios de oxígeno registrados durante la investigación.

Hora	Oxígeno (ppm)	
	Tanque 1	Tanque 2
08:00	4.60	4.15
09:00	4.85	4.59
10:00	5.41	5.06
11:00	5.77	5.63
12:00	6.06	5.78
13:00	6.23	6.03
14:00	6.18	5.89
15:00	5.76	5.58
16:00	5.53	5.36
17:00	5.22	5.03

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.2.3 pH.

Niveles entre 6.6 y 7.5 son los óptimos, por debajo de 4 y encima de 11 reducen la supervivencia de los peces, y entre 4.5 y 5.5 no permiten la reproducción (López, 1997).

Valores que están tanto por encima de 9 o debajo de 5 ocasionan a los peces: letargia, inapetencia, pérdida de la pigmentación en la piel, producción de mucus, mortalidades por anoxia (asfixia por falta de oxígeno), etc. (Morales, 1991).

Los valores de pH para la investigación fueron medidos con un pHímetro manual de campo y los resultados en los tanques fueron los siguientes:

Tabla 7. Promedios de pH registrados durante la investigación.

<u>Hora</u>	<u>pH</u>	
	Tanque 1	Tanque 2
08:00	6.84	6.90
12:00	7.14	7.22
16:00	7.01	7.06

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.2.4 Nutrientes.

Los valores que se tomaron en cuenta para la investigación son los de nitrito, nitrato, fósforo y dureza.

Tabla 8. Resultados obtenidos de un análisis realizado por el CSA al agua de los tanques.

<u>Parámetros</u>	<u>Unidad</u>	<u>Tanque 1</u>	<u>Tanque 2</u>
Nitrato	mg/l	0.276	0.128
Nitrito	mg/l	0.182	0.105
Fósforo total	mg/l	0.112	0.195
Dureza total	mg/l	401.6	381.5

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

El amonio es el producto de la excreción, orina de los peces y de la descomposición de la materia (degradación de la materia vegetal y de las proteínas del alimento no consumido). El amonio no ionizado (NH_3) (en forma gaseosa) y primer producto de excreción de los peces es un elemento tóxico.

La toxicidad del amonio en forma no ionizada, aumenta con una baja concentración de oxígeno, un pH alto y una temperatura alta. En pHs bajos no causa mortandades.

Los niveles de tolerancia para la tilapia se encuentra en el rango de 0.6 a 2.0 ppm.

Una concentración alta de amonio en el agua causa bloqueo del metabolismo, daño en las branquias, afecta el balance de las sales, produce lesiones en órganos internos, inmunosupresión y susceptibilidad a enfermedades, reducción del crecimiento y la supervivencia, exoftalmia (ojos brotados) y ascitis (acumulación de líquidos en el abdomen).

Los nitritos son un parámetro de vital importancia por su gran toxicidad y por ser un poderoso agente contaminante. Se generan en el proceso de transformación del amoníaco a nitratos y su toxicidad depende de la cantidad de cloruros, de la temperatura y de la concentración de oxígeno en el agua. Es necesario mantener la concentración por debajo de 0.1 ppm, haciendo recambios fuertes, limitando la alimentación y evitando las concentraciones altas de amonio en el agua (Bardach et al., 1986).

Los efectos de la alcalinidad y de la dureza del agua no son directos sobre los peces, sino más bien sobre la productividad del estanque. Una alcalinidad superior a 175 mg CaCO_3/l (carbonato de calcio por litro) resulta perjudicial, debido a las formaciones calcáreas que se producen y que afectan tanto a la productividad del estanque como a los peces al dañar sus branquias. Una alcalinidad de aproximadamente 75 mg CaCO_3/l se considera adecuada y propicia para enriquecer la productividad del estanque.

Si la dureza con la que cuentan las aguas es de 200 mg/l, esta dureza es muy alta. Pero siendo la tilapia un organismo que aguanta condiciones extremas es posible que pueda estar sin ningún problema. Debido a que la dureza depende de los carbonatos presentes en el agua, el único método para poder eliminarla, sería calentando el agua, pero esto es económicamente imposible.

Debemos saber si de donde se extrae el agua se alcanza esa dureza, ya que si no es así, se podrían colocar membranas o algún plástico, que pudiera evitar el contacto del agua con el suelo, ya que podría ser que la dureza se deba a que está en contacto directo con el suelo (Alamilla, 2000).

Los fosfatos son producto de la actividad biológica de los peces y de la sobrealimentación. Una concentración alta causa aumento en la población de fitoplancton provocando bajas de oxígeno por la noche.

Su valor debe fluctuar entre 0.6 y 1.5 ppm como PO_4^- . Su toxicidad aumenta a pH ácido .

3.3 DESCRIPCIÓN DEL CULTIVO.

3.3.1 Captura y transporte de los juveniles.

Los juveniles fueron donados por la finca Waterlife.

Los operarios de la finca capturaron los animales de una de las piscinas de producción con la ayuda de un chinchorro (arte de pesca), luego manualmente procedieron a realizar el sexado de los animales para obtener una población de solo machos y que sirvan para llevar a cabo la experimentación con éxito; debido a que las hembras tienden a reproducirse y pasan períodos de hambruna en esta etapa, los mismo que no les permiten crecer rápidamente.

Una vez seleccionados los animales fueron colocados en los tanques de transportación, los mismos que contenían aireación constante.

Pero antes de realizar el transporte de los animales hacia los tanques de experimentación de la FIMCM, estos fueron previamente aclimatados a las condiciones del agua de los mismos.



Fig. 14. Estanques de tilapia de donde fueron capturados los animales para la investigación “(Tomado de la finca waterlife, 2006)”.



Fig. 15. Medición de parámetros antes de la transportación “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.3.2 Aclimatación y transferencia de los juveniles.

La aclimatación de los animales se realizó de la siguiente manera:

El agua de la finca en el momento del traslado presentó los siguientes parámetros: oxígeno disuelto 5.07 ppm y temperatura 27°C a las 10am; conociendo que el agua de los tanques de la FIMCM contenía los siguientes parámetros: oxígeno disuelto entre 5.5 y 6 ppm y temperatura aproximada de 25°C a las 11am; tiempo en el cual se realizaba el traslado de los animales, y considerando que la tilapia tolera variaciones de temperatura de más o menos 3°C (Bardach et al., 1986) se procedió a realizar una aclimatación leve al agua de la finca con hielo.

De este modo se realizó una aclimatación satisfactoria de los peces y como consecuencia de esto los animales llegaron con las condiciones del agua de transportación iguales a la de los tanques de experimentación.

Los peces no mostraron mayores síntomas de estrés por el traslado y por ello fueron transferidos directamente a un tanque de aclimatación previamente adaptado donde se obtuvo el 2% de mortalidad después de 2 días de aclimatación.

Finalmente los animales fueron transferidos por medio de baldes plásticos hacia los compartimientos de experimentación en un número de 40 por cada compartimiento; los mismos que fueron previamente pesados y medidos para obtener así el primer

muestreo poblacional del experimento y con el cual arrancaron los cuatro meses de investigación.



Fig. 16. Tanque de aclimatación de los peces“(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 17. Peces transferidos a los tanques “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.3.3 Densidad de siembra de los juveniles.

Para determinar el número de animales a sembrarse se utilizó las formula siguiente:

$$\begin{aligned}
 & \text{BF} && \text{BF} = \text{Biomasa final esperada (g).} \\
 & \text{P (densidad de siembra)} = \frac{\text{Peso deseado}}{\text{Supervivencia}} && \text{Peso deseado en la cosecha (g).} \\
 & && \text{Supervivencia} = \text{Mayor a 70\%.} \\
 & && 10000 \text{ g} \\
 & \text{P (densidad de siembra)} = \frac{300 \text{ g}}{0.70}
 \end{aligned}$$

La densidad de siembra calculada para la experimentación fue de 48 peces por compartimiento; pero dado que en proyectos anteriores se ha experimentado con una densidad de 50 animales por compartimiento obteniendo mortalidades muy elevadas y de igual manera la mayoría han concluido su investigación con una densidad de 30 peces; para este proyecto se ha propuesto colocar en número promedio de peces y es por ello que la densidad de siembra se estimó en 40 animales por compartimiento.

Se concluyó que las condiciones de los estanques no son favorables para densidades de siembra muy altas, debido a que en los 4 meses de experimentación apenas hubo el 2,5% de mortalidad en los tanques con una densidad de siembra de 40 animales por compartimiento experimental.

3.3.4 Almacenamiento y procesamiento del samán.



Fig. 18. Saman recogido y almacenado para ser procesado “(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 19. Pelado del saman “(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 20. Extraída de las pepas del saman “(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 21. Pulpa de saman lista para ser procesada “(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 22. Pepas de saman “(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 23. Saman procesado y listo para ser mezclado con pasta de soya para fabricar el pienso elaborado de manera natural “(Tomado de la experimentación, 2006)”.



Fig. 24. Pienso elaborado de manera natural formulado y saliendo del molino ya mezclado para ser llevado a la estufa “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

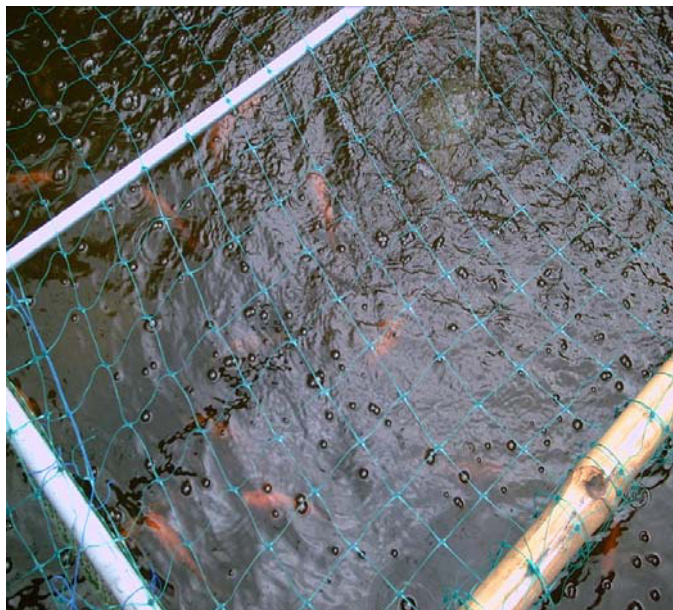


Fig. 25. Peces alimentándose con el pienso elaborado de manera natural “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.3.5 Metodología de alimentación y recambios de agua.

Para la investigación se comparó un pienso elaborado de manera natural fabricado con pulpa de samán mezclado con pasta de soya contra un alimento comercial, ambos formulados al 24% de proteína.

La dieta diaria para cada compartimiento experimental fue dividida en dos dosis y los horarios escogidos para alimentar fueron: en la mañana entre 10 y 11am y en la tarde

a las 3:30pm, debido a que la temperatura del agua era la más elevada en dichas horas, tanto en la mañana como en la tarde.

Se conoce que el incremento de la temperatura aumenta el metabolismo en los peces y por ende ellos tienden a consumir más alimento a temperaturas elevadas; es por lo que se escogió estos horarios para realizar la alimentación de los animales.

Los recambios de agua eran a diario y se cambiaba el 30% del agua de los tanques. Para ello se utilizó bolsos filtradores de agua con un ojo de malla de 10 micras, el mismo que retenía lodo, impurezas y lo más importante algas.

Debido a que la investigación se basó en comparar el beneficio de dos dietas frente al consumo y aprovechamiento de los animales para su crecimiento; fue que se optó por usar bolsos filtradores de agua, los mismos que retenían el alga en su mayoría y de esta manera se pudo apreciar como las dietas influenciaron en el crecimiento de los animales sin que otro factor altere esta comparación.

La distribución de las dietas en los compartimientos de experimentación fueron las siguientes:

D1: Dieta comercial

D1 R1: Replica 1 de la dieta comercial.

D1 R2: Replica 2 de la dieta comercial.

D2: Dieta con el Pienso elaborado de manera natural (saman + pasta de soya)

D2 R1: Replica 1 de la dieta con el pienso elaborado de manera natural.

D2 R2: Replica 2 de la dieta con el pienso elaborado de manera natural.

Tabla 9. Distribución de las dietas.

Segmentos experimentales	Dietas
1	D1
2	D1 R1
3	D2
4	D2 R1
5	D1 R2
6	D2 R2

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.3.6 Rutina diaria.

Tabla 10. Rutina diaria.

Hora	Actividad
08:00	Recambio de agua y limpieza de residuos
08:20	Llenado de los tanques
10:00-11:00	Pesaje de las dietas y alimentación
11:30	Análisis del estado y comportamiento de los peces
12:30	Almuerzo
14:30	Pesaje de las dietas y análisis de los peces
15:30	Alimentación

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

3.3.7 Muestreos de crecimiento y supervivencia.

Los muestreos de peso, longitud y supervivencia de los animales se realizaron cada quince días. Comenzando el día cero el 29 de Marzo de 2006, se realizaron 8 muestreos más, que concluyeron el día 27 de Julio de 2006 cuando se realizó el muestreo final y la cosecha de los peces después de haber transcurrido 4 meses de experimentación.

Cabe destacar que las tasas de alimentación fueron ajustadas de acuerdo al número de animales que estaban en existencia en cada segmento el día en que se realizaban los muestreos; debido a que había mortalidad de los mismos y en especial porque los animales eran hurtados por las noches.

CAPITULO 4 RESULTADOS

4.1 ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO EN PESO.

La investigación tuvo una duración de cuatro meses dentro de los cuales se realizó muestreos quincenales de los animales. En total se realizaron nueve muestreos, tomando como muestreo inicial el del día de la transferencia de los peces a los compartimientos de experimentación y como muestreo final el día de la cosecha de las tilapias.

Tabla 11. Resultados del crecimiento en peso promedio quincenal.

Muestreos quincenales	Peso promedio	Peso promedio	Desviación estándar	Desviación estándar
	Alimento comercial	Pienso elaborado de manera natural	Alimento comercial	Pienso elaborado de manera natural
15	85,4	78,3	2,2	4,9
30	109,8	93,0	2,9	8,0
45	144,7	107,7	10,0	10,6
60	183,0	121,9	17,4	12,7
75	202,7	134,8	17,1	12,2
90	228,2	163,3	5,2	5,4
105	270,7	197,3	18,5	15,8
120	309,4	220,1	21,5	21,1

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Los resultados obtenidos revelaron que a partir del día 45 empieza a haber diferencias significativas en el peso de los animales alimentados tanto con el alimento comercial como con el pienso elaborado de manera natural (Fig.26).

Las diferencias empiezan a ser mayores al día 60 y se incrementan más entre los días 75 y 90, para luego ir disminuyendo en el día 105 y obtener finalmente menos diferencias en el peso el día del muestreo final.

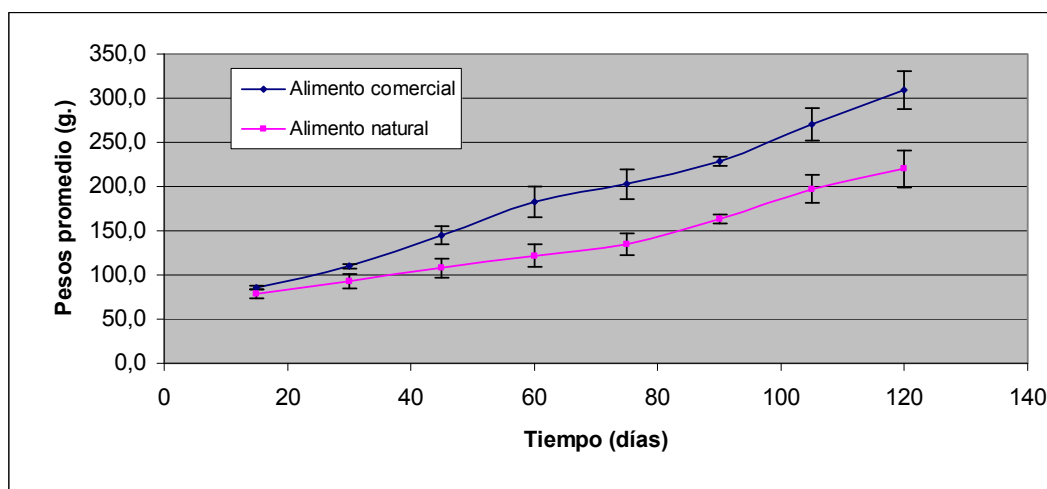


Fig. 26. Gráfico de los resultados de los pesos promedios quincenales “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

El análisis del crecimiento en peso promedio diario de los animales en los diferentes compartimientos de la experimentación (Tabla 12), reveló que los animales a partir del día 45 empiezan a tener diferencias significativas en cuanto a peso (Fig.27).

Las diferencias empiezan a ser mayores al día 60 entre los animales alimentados tanto con el pienso elaborado de manera natural como con la dieta comercial, y luego existen problemas en los cuales las desviaciones estándar de las dos dietas se entrecruzan, debido a que las diferencias de peso promedio diario entre los animales alimentados con las dos dietas fueron mayores entre los días 75 y 90, para luego ir disminuyendo en el día 105; el mismo que marca el declive en el peso de los animales; es decir, donde se evidencia que la capacidad de carga de los compartimientos de experimentación es la máxima y donde las dietas empiezan a tener menos efecto sobre los animales. Esta apreciación se evidencia en el día 120 donde las desviaciones estándar se separan y la diferencia en peso promedio diario entre los animales alimentados con las dos dietas empieza a disminuir (Fig. 27).

Tabla 12. Resultados del crecimiento en peso promedio diario.

Muestreos quincenales	Peso promedio diario	Peso promedio diario	Desviación estándar	Desviación estándar
	Alimento comercial	Pienso elaborado de manera natural	Alimento comercial	Pienso natural
15	1,38	0,84	0,21	0,12
30	1,63	0,98	0,21	0,27
45	2,32	0,98	0,48	0,18
60	2,55	0,94	0,60	0,15
75	1,32	0,86	0,59	0,71
90	1,70	1,90	1,26	0,77
105	2,83	2,27	1,01	0,71
120	2,59	1,52	0,37	0,37

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

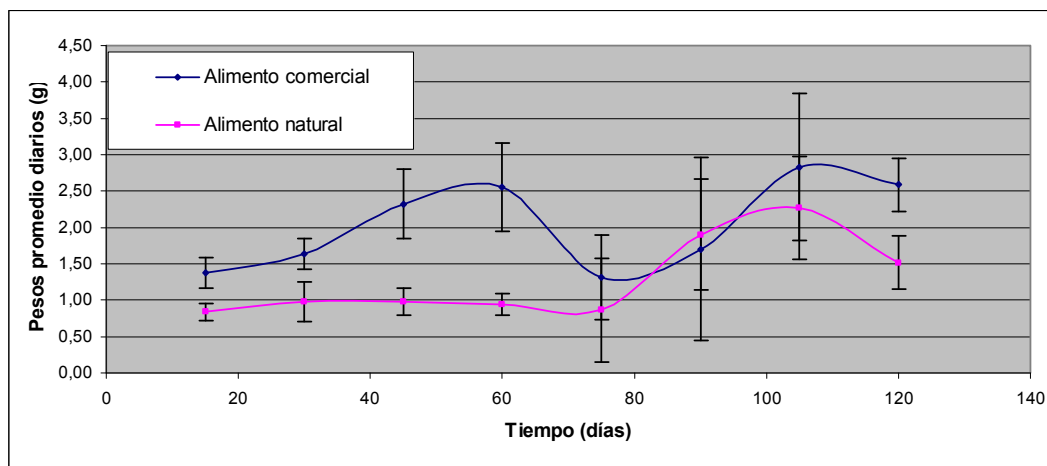


Fig. 27. Gráfico de los resultados de los pesos promedios diarios “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

4.2 ANÁLISIS DEL CRECIMIENTO EN LONGITUD.

Este análisis también fue realizado tomando en cuenta los resultados de las longitudes promedias de los animales cada quince días, durante los nueve muestreos.

Tabla 13. Resultados del crecimiento en longitud promedio quincenal.

Muestreos quincenales	Longitud promedio	Longitud promedio	Desviación estándar	Desviación estándar
	Alimento comercial	Pienso elaborado de manera natural	Alimento comercial	Pienso elaborado de manera natural
15	15,4	15,7	0,1	0,2
30	16,5	16,5	0,0	0,2
45	18,0	18,5	0,0	1,6
60	19,4	18,3	0,3	0,6
75	20,5	18,9	0,6	0,7
90	21,6	19,4	0,4	0,7
105	22,4	20,3	0,2	0,2
120	23,6	21,6	0,1	0,3

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Como se puede apreciar en la Fig. 28 las longitudes promedio entre las dos dietas casi no variaron entre los días 15, 30 y 45; pero a partir del día 60 comenzó la disparidad en la longitud de los animales, la cual se agranda entre los días 75 y 90 donde también hubo las mayores diferencias en cuanto a peso entre las dos dietas; siendo esto algo lógico porque se trata de los mismos animales en estudio.

Finalmente sucedió lo mismo que en el análisis del peso de los animales frente a las dos dietas; al día 105 se acortó la diferencia de longitudes entre los animales de las dos dietas y al día final esta diferencia fue aún menor.

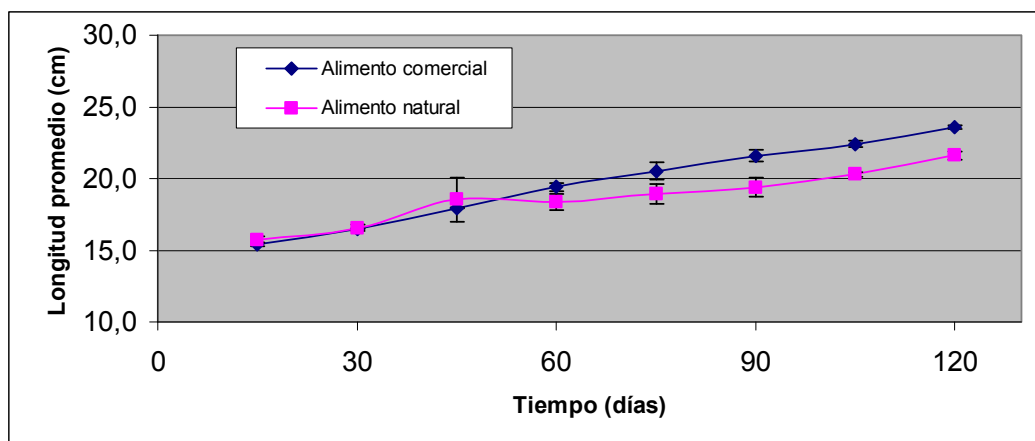


Fig. 28. Gráfico de los resultados de las longitudes promedio quincenales “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

4.3 ANÁLISIS DE SUPERVIVENCIA

Este análisis es de mucha importancia, ya que nos ayuda a conocer el comportamiento de los animales en experimentación frente a los diferentes ambientes y condiciones en los cuales son cultivados.

Tabla 14. Resultados de la supervivencia.

Muestras quincenales	Promedio de animales	Promedio de animales	% de supervivencia	% de supervivencia
	Alimento comercial	Pienso elaborado de manera natural	Alimento comercial	Pienso natural
15	39	39	97	98
30	38	39	96	98
45	38	39	95	98
60	38	39	95	98
75	38	39	95	98
90	37	38	92	95
105	37	38	92	95
120	37	38	92	95

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Como nos podemos dar cuenta la mortalidad en los compartimientos de experimentación fue casi nula; siendo así, que de 240 peces sembrados al inicio de la experimentación solo murieron 6 por problemas de micosis entre los días 0 y 75 y otros 10 animales fueron hurtados durante la experimentación entre los días 75 y 120. Es por ello que la supervivencia de los animales alimentados con el pienso elaborado de manera natural no baja de 95%, y la de los animales alimentados con el alimento comercial no baja del 92% a pesar de que en estos compartimientos de experimentación fue donde más se suscitó el hurto de los animales.

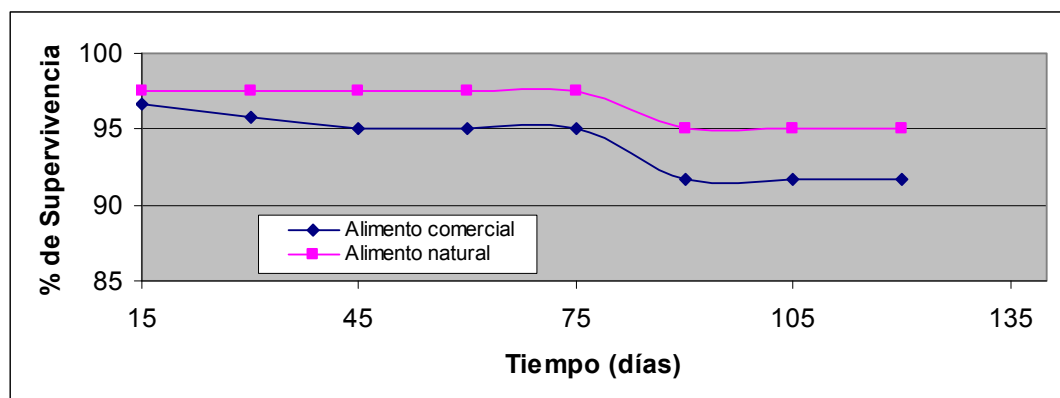


Fig. 29. Gráfico de los resultados de los porcentajes de supervivencia “(Tomado de la experimentación, 2006)”.

4.4 ANÁLISIS DEL FACTOR DE CONVERSIÓN ALIMENTICIA (FCA).

Mediante este análisis podemos medir como el alimento contribuye a la ganancia de peso en el pez. Este factor de conversión alimenticia (FCA) varía de acuerdo a la dieta que se suministre, a la especie que se este cultivando, a las condiciones del medio de cultivo, a las condiciones ambientales, etc.; por ello el FCA es mejor en el medio natural, que en cultivos en cautiverio (Bardach, 1986).

Tabla 15. Resultados del análisis del FCA.

Muestreos	FCA	FCA
quincenales	Alimento comercial	Pienso elaborado de manera natural
15	1,6	2,7
30	1,8	2,8
45	1,6	3,2
60	1,7	3,4
75	3,9	5,9
90	4	2,3
105	2	2
120	2,5	3,4

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Podemos notar claramente que el FCA es mayor para el pienso elaborado de manera natural que para la dieta comercial. Si se tiene claro que los valores más aceptables del FCA fluctúan entre 1 y 3 siendo el primero el ideal; se puede concluir que el FCA fue más favorable para la dieta comercial y por ende los animales que consumieron dicho alimento lo aprovecharon de mejor manera.

También se observa en la tabla 15 que los peores valores del FCA para el pienso elaborado de manera natural se encuentran en el día 75 y para el alimento comercial entre los días 75 y 90 justo donde existe disparidad en el crecimiento por peso y longitud.

4.5 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Este es un análisis Anova realizado por el método LSD test ($p < 0.05$) por medio del cual pudimos confirmar lo dicho anteriormente en los análisis de crecimiento por peso, crecimiento por longitud, % de supervivencia de los animales y el análisis del FCA; quiere decir, que efectivamente hubo una diferencia significativa en cuanto a peso y longitud de los animales alimentados con la dieta del pienso elaborado de manera natural y la dieta comercial, lo cuál se corrobora con las siguientes tablas:

Tabla 16. Resultados del análisis Anova por el método LSD test para el peso promedio de los animales.

LSD test; variable PESO (tilapia.sta)			
GENERAL MANOVA		Probabilities for Post Hoc Tests	
		MAIN EFFECT: TRATAM	
TRATAM		{1}	{2}
		309.7268	220.6163
com	{1}		.000000
sam	{2}	.000000	

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 17. Resultados del análisis Anova por el método LSD test para la longitud promedio de los animales

LSD test; variable LT (tilapia.sta)			
GENERAL		Probabilities for Post Hoc Tests	
MANOVA		MAIN EFFECT: TRATAM	
TRATAM		{1}	{2}
		24.29756	22.42791
com	{1}		.000000
sam	{2}	.000000	

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

4.6 ANÁLISIS DE COMPARACIÓN ECONÓMICA.

Para este análisis se tomo únicamente en cuenta el costo de la producción del pienso elaborado de manera natural utilizado para la experimentación y se lo comparó con el costo de los sacos del alimento comercial empleados para la misma; debido a que los demás gastos ya sean estos de los juveniles de tilapia, costos fijos de producción, costos de materiales, equipos, reactivos, filtros, costos de rehabilitación de tanques, bomba y blower; fueron los mismos tanto para los animales sembrados y alimentados con el pienso elaborado de manera natural como para los sembrados y alimentados con el alimento comercial, ya que se utilizó las mismas instalaciones para ambos.

Tabla 18. Costos del pienso elaborado de manera natural fabricado con pulpa de saman y pasta de soya.

Detalle	Costo (\$)	Personas	Tiempo (días)
Pelada y molida de tres gavetas de saman	16	4	2
Almuerzo y pasaje	8	4	2
20 Kg. de pasta de soya	8	1	120
Electricidad varia durante la tesis	2	1	120
Costo total del pienso elaborado de manera natural para la tesis			
	\$ 34		

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Tabla 19. Costos del alimento comercial.

Detalle	Costo (\$)	Tiempo (días)
Saco de 30 Kg.	14	21
171 Kg. para la tesis	80	120
Costo total de alimento comercial para la tesis	\$ 80	

“(Tomado de la experimentación, 2006)”.

Como se puede observar entre las tablas 18 y 19 el costo del pienso elaborado de manera natural representa un ahorro del 57.5% en relación al costo del alimento comercial; es decir el ahorro económico es mayor de la mitad.

CONCLUSIONES

- El saman contribuye a la ganancia de peso de las tilapias a pesar de que esta ganancia no sea muy significativa.
- La dieta comercial 1 del compartimiento experimental 1 fue la que mejores resultados dio; influenciada en cierto modo por las condiciones del medio de cultivo y del ambiente.
- Los resultados del peso promedio final de los compartimientos experimentales alimentados con el alimento comercial fluctúan entre 334 y 296 g., y de los compartimientos alimentados con el pienso elaborado de manera natural fluctúan entre 244 y 204 g.
- Mediante el análisis estadístico fue evidente apreciar que existe una diferencia aproximada de 80 g. entre los pesos alcanzados por los animales en las dos dietas, pero en aproximadamente 6 semanas más de corrida los animales alimentados con el pienso elaborado de manera natural pueden llegar a alcanzar el peso de los animales alimentados con el alimento comercial, debido a que estos animales a partir del día 120 comenzarán a crecer entre 1,5 y 2 gramos por día.

- Este tiempo de 6 semanas más empleado en la corrida no significará un gasto de pienso elaborado de manera natural de más de \$ 20 lo cuál todavía ni siquiera se aproximaría al gasto de alimentación de los 120 días con el alimento comercial, el cual fue de \$80. En total se gastaría para toda la corrida con el pienso elaborado de manera natural un total de \$54 para que estos peces lleguen a tener la talla de los peces cosechado al día 120 y que fueron alimentados con alimento comercial.
- El compartimiento experimental 6 donde los animales eran alimentados con el pienso elaborado de manera natural fue el que presentó menos peso ganado durante la investigación pero esto se atribuye a que era el módulo que menos ventajas en cuanto a diseño de estanques y condiciones ambientales presentaba.
- Se corrobora lo dicho anteriormente del compartimiento 6 debido a que este compartimiento era el que menos recambio de agua tenía debido a que estaba muy lejos de la descarga de agua y además presentaba sombra causada por árboles que al cambiar la época llenaba al compartimiento de sus hojas y causaba problemas en la calidad de agua.

- La supervivencia de los animales estuvo entre 92 y 95% lo cual es excelente para un cultivo y además demuestra las condiciones con las que fue manejado el cultivo.
- Los resultados de crecimiento por longitud promedio al final de la corrida fueron de 23.6 cm. para los peces alimentados con el alimento comercial y de 21.6 cm. para los peces alimentados con el pienso elaborado de manera natural, lo cual evidencia que no hubo mucha disparidad en las tallas.
- Los resultados por crecimiento en cuanto a peso y longitud promedio así como los del análisis del FCA, demuestran que entre los días 60,75 y 90 fueron los días donde el cultivo presento más diferencia entre estos factores anteriormente mencionados en relación a los peces alimentados con las dos dietas.
- Las diferencia se dieron principalmente por cambios de las condiciones ambientales (28 de Mayo al 27 de junio), donde los peces comienzan a asimilar mejor los hidratos de carbono en la época fría en relación a la época lluviosa; causado especialmente por las bajas de temperatura del agua.

- Peces alimentados entre los días 60 y 90 asimilaron mejor los hidratos de carbono que posee el pienso elaborado de manera natural en una proporción del 48%. Este porcentaje es provisto por la pulpa del saman.
- Se probó que en los compartimientos de experimentación de la FIMCM (tanques de cemento) la densidad de siembra indicada para engorde de tilapias es de 40 animales por compartimiento y no de 50 como se lo había venido practicando.
- Es evidente que los resultados en cuanto a precio son favorables al pienso elaborado de manera natural, lo importante sería el analizar si este pienso de bajo costo y con bondades de crecimiento aceptables para el cultivo, es más beneficiosa que el balanceado comercial de costo elevado y cuya ventaja competitiva es el crecimiento significativo de los peces; es decir, costo-beneficio en relación al tiempo y dinero invertidos en la producción.

RECOMENDACIONES

- Realizar análisis bromatológico de la pulpa y semilla del saman para saber con exactitud que aminoácidos esenciales para el crecimiento del pez son los que aportan estas materias primas.
- Identificar los distintos puntos donde se puede encontrar saman en el Ecuador.
- Investigar sobre nuevas fuentes de nutrición para peces, que sean de bajo costo, fáciles de conseguir y más que todo que aporten al crecimiento óptimo de los animales.
- Hacer investigaciones sobre la utilización del saman para la alimentación de camarón y de chame.
- Siempre mantener en cuarentena los animales antes de sembrarlos en los tanques de experimentación; ésta debe de ser de por lo menos 3 días a partir de que los animales son traídos de las fincas.
- Readecuar los tanques de experimentación de la FIMCM.

BIBLIOGRAFÍA

ALAMILLA, H.A. 2001. Cultivo de tilapia. México D.F., Zoe tecno-campo, 15 p.

ARREDONDO, J.L. & TEJEDA, M. 1988. El hueso faríngeo, una estructura útil para la identificación de especies de la tribu tilapiini (Pisces; Cichlidae), introducida en México D.F., Anales del Instituto de Ciencias del Mar y Limnología, 16 p.

ARREDONDO, D. 1991. Comparación de 3 sistemas de abonos para la producción, sobrevivencia y levante masivo de alevines de tilapia roja (*O. mossambicus albina* x *O. niloticus*). Tesis de grado director Luis Fernando Castillo, departamento de biología, facultad de ciencias, universidad del valle, Cali, Colombia.

BARDARCH, E., RITHER H., & MCLEARNEY, O. 1986. Acuicultura, crianza y cultivo de organismos marinos y de agua dulce. México D.F., ed. AGT S.A., 741 p.

CASTELLANOS, J. 2000. El saman, un árbol que beneficia a la ganadería. Colombia 10 p.

CASTILLO, L.F. 1994. Historia genética y cultivo de la tilapia roja. Cali (valle), Colombia., ed. Ideal, 330 p.

CASTILLO, L.F. 2001. Situación del comercio de tilapia en el año 2000. Panorama acuícola, México D.F., Vol. 6 no 3: 24-27.

CASTILLO, L.F. 2001. Tilapia roja 2001: Una evolución de 20 años, de la incertidumbre al éxito doce años después. Cali (valle), Colombia., 89 p.

EL-SAYED, A.F. 1999. Alternative dietary protein sources for farmed tilapia, (*Oreochromis sp*) aquaculture. 179, 149–168.

FAO, 1998. El estado mundial de la pesca y la acuicultura. www.fao.org.

KIDD, T.J. & TAOGAGA, T. 1984. First year growth measurements of five potential woodfuel species in western samoa nitrogen fixing tree research reports. Department of agriculture and forestry apia, western samoa.

LOPEZ, J.N. 1997. Nutrición acuícola. San Juan de Pasto, Colombia, Universidad de Nariño, 211p.

MAUN, M. 1978. Effect of tending operation on the survival and growth of acacia (*samanea saman*) reforestation. ed. Sylvatrop. 3(4): 249-250.

MARCILLO, E. 1998 Taller de subgrupo de trabajo sobre la acuicultura en pequeños embalses del grupo de trabajo sobre acuicultura de la comisión de pesca continental para América Latina (COPESCAL) de la FAO. Octubre-98.

MARCILLO, E. & LANDÍVAR, J. 2000. Tecnología de producción de alevines monosexo de tilapia. Guayaquil, Ecuador, ESPOL, 61 p.

MORALES, A. 1991. La tilapia en México, biología, cultivo y pesquería. México D.F., ed. AGT S.A.

SOLLA S.A. 2000. Peces de aguas cálidas. Medellín, Colombia, 11 p.

SOLLA S.A. 2000. Cultivo de peces de aguas frías. Bogotá, Colombia, 23 p.

SKOLMEN, R. 1974. Woods of Hawaii.. properties and uses of 16 commercial species. gen. tech.

SKOLMEN, R. 1999. *Samanea saman* (jacq.) merr. Saman, monkey-pod, 10 p.

SWEENEY, M. 1997. Guía completa de los Cíclidos del Lago Malawi. ed. Hispano Europea S.A. 255 p.

TACON, A.J. 1993. Feed ingredients for warm water fish. Fish meal and other processed feedstuffs, FAO fish. Circ. no.856, Rome, Italy, FAO 64 p.

TOYAMA, G.N. 1999. Suplementação de vitamina c na reversão sexual de tilapia do nilo (*oreochromis niloticus*). dissertação (mestrado); Escola Superior de Agricultura Luiz de Queiroz, Universidade de são paulo. 46p

WASH, J. 1916. Studies of *samanea saman* acad. sci. 6 (2): 47.

ZAMORA, N.; GONZÁLEZ J. & POVEDA, L. 1999. Árboles y arbustos del bosque seco de Costa Rica. Instituto nacional de biodiversidad, Costa Rica.

Direcciones de Internet:

<http://www.arbolesornamentales.com/pithecellobiumsaman.htm>

<http://www.zoetecnocampo.com>

http://www.ecuadorexporta.org/productos_down/perfil_producto_tilapia568.pdf

<http://www.agronegocios.gob.sv/comoproducir/guias/guia%20tecnica%20tilapia.pdf>

<http://www.mincetur.gob.pe/comercio/otros/penx/pdfs/tilapia.pdf>

<http://www.sagpya.mecon.gov.ar/new/0->

[0/pesca/acuicultura/cultivo/generalidadesii.php](http://www.sagpya.mecon.gov.ar/new/0-0/pesca/acuicultura/cultivo/generalidadesii.php)