



UNAP

Universidad Nacional de la
Amazonía Peruana



EL CULTIVO DE LA GAMITANA EN LATINOAMÉRICA

Luis Campos Baca



9 789972 1667954



UNAP

Universidad Nacional de la
Amazonía Peruana



EL CULTIVO DE LA GAMITANA EN LATINOAMÉRICA

Luis Campos Baca



INSTITUTO DE INVESTIGACIONES DE LA AMAZONÍA PERUANA

UNIVERSIDAD NACIONAL DE LA AMAZONÍA PERUANA

IQUITOS

2015

EL CULTIVO DE LA GAMITANA EN LATINOAMÉRICA

Autor: Luis E. Campos Baca
Doctor en Ciencias Ambientales

Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana - IIAP

Av. Abelardo Quiñonez Km 2.5. Iquitos.
www.iiap.org.pe

Universidad Nacional de la Amazonía Peruana (UNAP)

C./ Sargento Lores 385. Iquitos.
www.unapiquitos.edu.pe

Autor: Luis E. Campos Baca.

Colaboradores: Mariano Rebaza Alfaro, Carmela Rebaza Alfaro.

Fotografías: Archivo fotográfico del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana.

Cuidado de la Edición: Gabriel Vargas Arana, Manuel Martín Brañas.

Diseño y Diagramación: Rodolfo Ramos Ramírez.

Hecho el Depósito Legal N° 2015-12458

ISBN:978-9972-667-95-4

1° edición. setiembre 2015.

PRESENTACIÓN

La acuicultura es una actividad productiva relativamente reciente en la Amazonía peruana. En sus inicios, fue practicada de forma familiar, como actividad complementaria al resto de quehaceres que las familias rurales realizaban diariamente. Si bien, la capacidad acuícola instalada en la Amazonía puede considerarse como moderada, durante la última década se ha producido un desarrollo acelerado de la misma, debido sobre todo a los avances e innovaciones científicas alcanzados en la producción de alevinos, principalmente de la gamitana, *Colossoma macropomum* y del paco, *Piaractus brachipomus*.

La gamitana y el paco son consideradas como las especies emblemáticas de la acuicultura en la Amazonía. Los avances obtenidos en su reproducción, la sencillez de su manejo y la calidad de su carne, las ha convertido en las especies más demandadas por los mercados locales y regionales.

La presente guía profundiza en el conocimiento de la especie *Colossoma macropomum*, más conocida localmente como gamitana, proporcionando información relacionada tanto a los aspectos biológicos y nutritivos, como a los reproductivos.

Esperamos que la guía despeje las dudas existentes todavía respecto a esta importante especie y sirva de impulso para difundir y mejorar la actividad acuícola en la región amazónica.

Roger Wilder Beuzeville Zumaeta

Gerente General

Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana - IIAP

Álvaro Benjamín Tresierra Ayala

Decano

Facultad de Ciencias Biológicas

Universidad Nacional de la Amazonía Peruana - UNAP

EL CULTIVO DE LA GAMITANA EN LATINOAMÉRICA

RESUMEN

La gamitana (*Colossoma macropomum*) es considerado el carácido más grande de la Amazonía. Algunos estudios detallados de la dieta de los individuos juveniles de esta especie revelan que, en sus fases iniciales, se alimentan mayormente de zooplancton, frutas y semillas. En estado adulto se alimentan también de zooplancton, especialmente en época de vaciante, cuando están aisladas del bosque. Las gamitanas juveniles consumen grandes cantidades de frutas y semillas durante el periodo en el que las aguas de los ríos y cochas de la Amazonía alcanzan su nivel más elevado, época en la que este tipo de alimento abunda en la floresta inundada. Numerosos filamentos branquiales y una serie de dientes molariformes permiten a los peces jóvenes aprovechar estos dos tipos de alimento, que individualmente o de manera combinada, son relativamente abundantes a lo largo del año.



Adultos de gamitana.

La especie desova en la boca de los ríos, en las zonas donde se mezclan las aguas negras provenientes de los lagos o cochas típicamente amazónicas y las aguas blancas del río Ucayali. Se realiza cuando sube el nivel del agua y los huevos fertilizados, así como las larvas recién eclosionadas, son arrastradas por varios días antes que las post-larvas encuentren el lugar adecuado para su alimentación y supervivencia.

A pesar de que la gamitana no ha podido ser reproducida aún de forma natural, existen innumerables reportes, provenientes de Brasil, Colombia, Venezuela, Panamá y Perú, sobre los logros alcanzados con su reproducción inducida, utilizando la glándula de hipófisis extraída de *Cyprinus carpoi*, *Prochilodus ceaserensis*, *Colossoma macropomum* y, con menor frecuencia, de *Arapaima gigas*, *Serrasalmus sp* y *Milossoma sp*. Se han logrado resultados positivos combinando extractos de hipófisis de las especies indicadas y la hormona sintética humana *pregnil* (Gonadotropina Coriónica Humana-GCH).

Los logros obtenidos con el uso de la GCH, de igual manera que los obtenidos con el uso análogo de la LH-RH, han sido también convenientemente reportados. Las dosis utilizadas son variables. Los huevos son fertilizados por el método seco. Una hembra desova un promedio de 66 000 óvulos/Kg de peso corporal. El tiempo de incubación, a una temperatura entre 26 y 29 °C, se fija entre 17 a 23 horas; las temperaturas menores a 25° y mayores a 30 °C inhiben el desarrollo embrionario y pueden ser letales. Los huevos semipelágicos se desarrollan con mucho éxito en una incubadora de Woynarovich. El estado de la larva con saco vitelino demora entre 4 y 5 días y su primera alimentación se produce 5 días después de la eclosión de los huevos. Es posible desarrollar larvas de gamitana con dietas de macroencapsulados de huevos de gallina, así como zooplancton filtrado en mallas de 150-200 micrómetros, o en estanques preparados previa fertilización de los mismos.

Las investigaciones fisiológicas relacionadas a los requerimientos nutricionales (dietas) de esta especie, se han limitado mayormente a las necesidades básicas de proteína. Los reportes indican que la cantidad de proteínas totales requeridas para los dos primeros meses de cultivo, oscila entre el 28 y el 30%. La mejor digestibilidad en peces juveniles se logra cuando el alimento contiene de 18 a 22 % de proteína.

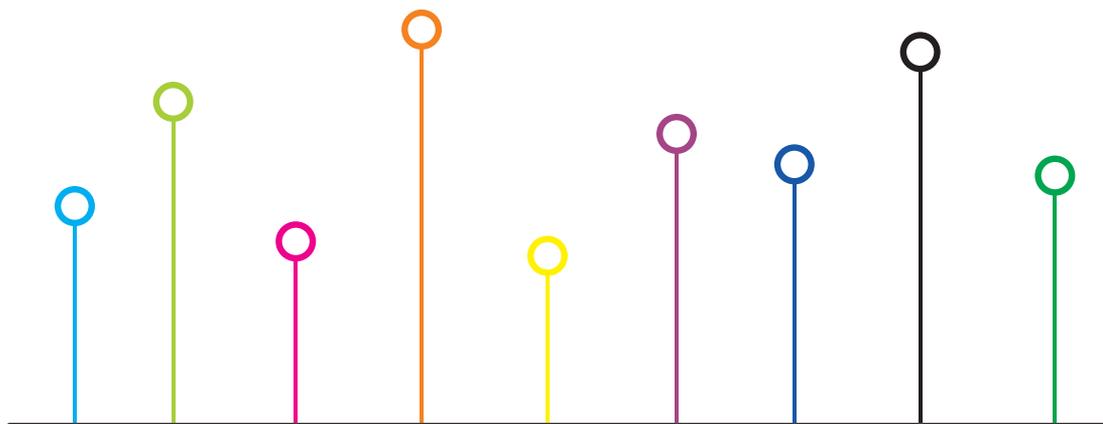
En los cinco países donde esta especie se ha cultivado, se dispone de información sobre los logros obtenidos en cultivos extensivos, monocultivos semi-intensivos y policultivos, así como aquellos logros obtenidos en los cultivos realizados en jaulas. En general, la gamitana requiere aproximadamente de 10 a 12 meses de cultivo para alcanzar un tamaño de 0,8 a 1,2 kilogramos de peso, a una densidad de 1 kg/m².

En Latinoamérica, se han desarrollado diferentes experiencias exitosas de monocultivo en estanques (Brasil, Venezuela, Colombia, Panamá y Perú). Las densidades de carga reportadas van desde 1 180 hasta 10 000 peces por hectárea. La máxima producción reportada es de 10 931 Kg/ha/año. Se ha obtenido un buen promedio con densidades de 5 000 y 10 000 peces/ha. La producción está entre 1,7 a 10,9 toneladas/ha/año y el incremento de peso diario ha variado de 1,5 a 4 g/día.

Los cultivos mixtos con *Proquilodus caearensis* e híbridos de tilapia fueron desarrollados a una densidad combinada de 10 000 peces/ha; se logró una producción máxima que alcanzó los 11 682 Kg/ha/año y el crecimiento individual de la gamitana no fue diferente al logrado en las experiencias desarrolladas con monocultivo.



La gamitana presenta excelentes condiciones para ser utilizada en acuicultura. La alta calidad de su carne asegura su demanda en el mercado con un precio atractivo. No obstante, consideramos que son necesarias más investigaciones en el campo de su reproducción y nutrición, sobre todo si queremos convertir al cultivo de la gamitana en una de las industrias más importantes de Latinoamérica.



INTRODUCCIÓN

Los peces del género *Colossoma* son apreciados en toda Latinoamérica, debido a que presentan una serie de características que los hacen idóneos para realizar actividades acuícolas de gran importancia y envergadura. Esta relevancia del género se hizo evidente en la reunión de consultores encargada de planificar la acuicultura en Latinoamérica, desarrollada en Caracas el año 1975 (FAO, 1977). En esta reunión se encargó al Centro Regional de Acuicultura de Latinoamérica (CERLA) incluir al género *Colossoma* y, en particular a la especie *Colossoma macropomum*, en sus nuevos planes de investigación y desarrollo experimental.

Posteriormente, el grupo de pesquería de la FAO para Latinoamérica (COPESCAL), recomendó a los socios que preparasen un simposio acerca del ciclo biológico y el manejo de este pez. Como resultado de los tres últimos simposios de la Asociación Latinoamericana de Acuicultura (ALA), los acuiculturistas expusieron numerosos trabajos de investigación sobre la biología y cultivo de la gamitana (Martínez, 1984).



Reproductor de gamitana.

La taxonomía de *Colossoma macropomum* es confusa. En Brasil es conocida como "tambaqui", en Venezuela como "cachama" o "morocoto", en Perú como "gamitana" y en Colombia como "cachama negra". El nombre científico ha sido mal usado

en diferentes publicaciones. Tres especies diferentes están siendo cultivadas en Latinoamérica: *Colossoma macropomum*, *Piaractus brachypomus* (la misma que *Colossoma bidens*) y *Colossoma mitrei* (la misma que *Colossoma edulis*).

El potencial para el cultivo de la gamitana, especie endémica de la cuenca amazónica (Orinoco, Ucayali, Marañón y Paraná en Paraguay), fue señalado por primera vez el año 1934 por Rodolpho Von Ihring (Fontanele, 1977). Sin embargo, no fue hasta el año 1966 que los primeros veinticuatro alevinos de la especie fueron transportados desde la ciudad de Iquitos (Perú) al Centro de Acuicultura "Valdemar C. Franca" en el Nordeste de Brasil (Hernández, 1991).

Colossoma macropomum es la segunda especie escamada, después de *Arapaima gigas* (*Ostoglossidae*), con mayor longitud en la cuenca amazónica, alcanzando pesos de hasta 30 Kg en el ambiente natural (Goulding, 1982). Este pez presenta unas características inigualables que lo hacen apto para la acuicultura (Saint-Paul 1986 a, b; Campos, 1986):

- a. Es resistente al manipuleo y soporta aguas de calidad muy pobre.
- b. Crece más rápido que otros peces usados en acuicultura en la región.
- c. Puede ser criado en alta densidad.
- d. Tiene buena aceptación en el mercado.
- e. Se puede comercializar con un alto precio.
- f. Es una especie nativa.
- g. Puede además ser usado como pez ornamental.

En la década del 70, se extrajeron del medio natural individuos del género *Colossoma* y fueron exportados como peces ornamentales, pero su exportación fue prohibida a partir de la década del 80 por considerarse un pez de consumo vital para la seguridad alimentaria de la población amazónica. La prohibición exime a los ejemplares que fueron producidos utilizando tecnologías de cultivo artificial (Campos & Tello, 1989).



En la actualidad, países como Bolivia, Brasil, Colombia, Costa Rica, Cuba, Ecuador, Guatemala, Honduras, Jamaica, México, Panamá, Perú y Venezuela, entre otros, están trabajando con el género *Colossoma*. A pesar de ser una especie con mucha potencialidad para la acuicultura, existen algunos problemas en relación a la producción de larvas y los métodos efectivos para lograr su buena alimentación. Estos problemas han exacerbado a los investigadores, ya que mucha de la información científica sobre estos temas se encuentra muy dispersa y, en muchos casos, no ha sido publicada, estando a disposición exclusiva de las instituciones que desarrollaron los conocimientos de manera interna.

Brasil es el primer país que logró la reproducción artificial de esta especie, siendo el primero que comercializó peces para cultivo (Da Silva *et al.*, 1976). Da Silva & Melo (1984a; b), logró la reproducción de gamitana usando la hipófisis de *Prochilodus cearensis*, alcanzando una producción de 2 497Kg/ha en 405 días, con los índices de conversión alimentaria de 3:1. Martínez (1984), obtuvo niveles de producción anual de 6 683 y 9 941 Kg/ha. Pinheiro (1989), demostró por su parte que se puede inducir a la gamitana dos veces al año. En el Instituto Nacional De Desarrollo Repelón (INDERENA-Colombia), lograron que gamitanas alimentadas con preparado para pollos crecieran hasta 2,3 g/día, consiguiendo una tasa de conversión de 1:45 (Martínez, 1984).

En 1980 se introdujeron en Panamá algunos individuos de gamitana procedentes de Venezuela. Pretto (1989), logró su reproducción y produjo 20 000 alevinos. Esos peces fueron enviados a otros países como Costa Rica, Honduras, Guatemala, República Dominicana, Cuba, Jamaica y México. En 1982, Cuba introdujo en su territorio 70 juveniles de gamitana procedentes de la ciudad de Iquitos (Perú).

En el Perú hay varias instituciones que están trabajando con la gamitana, entre las que destacamos al Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), al Ministerio de la Producción y a la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana (UNAP). En los últimos años, se han producido millones de alevinos de gamitana, desarrollándose además, tecnologías innovadoras de reproducción y cultivo de esta especie.

La gamitana es considerada la especie más adecuada para desarrollar la acuicultura en la parte tropical del Perú y es una de las tres especies predilectas para el desarrollo de la acuicultura en los países latinoamericanos. Otras especies destinadas a la acuicultura son *Piaractus brachipomus* y *Oreochromis niloticus* (tilapia). La técnica de reproducción de la gamitana se ha ido perfeccionando conforme iban avanzando las investigaciones sobre la especie.

Muy pocos investigadores tienen acceso a los resultados de las investigaciones obtenidos en el cultivo de la gamitana, debido sobre todo a la limitada difusión de las publicaciones especializadas y al bajo índice de comunicación existente entre científicos de los países que investigan la especie. Debido a la gran diversidad de ecosistemas acuáticos existentes en la Amazonía, a las variadas características limnológicas y a las múltiples adaptaciones de la especie, la información es aún insuficiente y no llega a

abarcando la totalidad de realidades existentes en la Amazonía. Hay cientos de publicaciones producidas que requieren de un análisis científico más profundo que permita extraer información y aplicarla en el desarrollo de programas de acuicultura sostenibles sobre esta especie.

Aproximadamente el 54 % de las publicaciones sobre esta especie están en portugués, el 40% en español y muy pocas en inglés. Además, existe considerable información que no ha sido procesada, pero que contiene información muy relevante sobre la especie y las técnicas de cultivo.

Es evidente el gran interés existente entre las organizaciones internacionales como la FAO y el Centro Internacional de Investigación para el Desarrollo (CIID-Canadá), por el desarrollo de la acuicultura de ésta especie. La Red Regional de Acuicultura, financiada por CIID-Canadá, ha formado grupos de investigadores en Latinoamérica para trabajar con esta especie. Estos grupos están representados por científicos de Brasil, Colombia, Panamá, Perú y Venezuela. FAO es una organización muy activa en Latinoamérica y con varios proyectos pesqueros en ejecución.

Los objetivos más importantes de la presente publicación son los siguientes:

1. Revisar críticamente las publicaciones y reportes sobre la producción de alevinos y sistemas de cultivo de *Colossoma macropomum* en Latinoamérica.
2. Analizar la información original obtenida de experiencias propias dirigidas por mi persona y otros investigadores en el Perú.
3. Sugerir procedimientos para mejorar el cultivo de *Colossoma macropomum* "gamitana".



TAXONOMÍA

Tres especies de la familia *Caracidae* son usadas en la acuicultura de Latinoamérica: *Colossoma macropomum* (Cuvier 1818), *Piaractus brachypomus* (Cuvier 1818) y *Colossoma mitrei* (Berg 1895).

Colossoma macropomum es un carácido nativo de las cuencas de los ríos Amazonas y Orinoco en América del Sur. Es conocido como "tambaqui" en Brasil, "cachama negra" en Colombia, "cachama" en Venezuela, y gamitana en Perú. *Piaractus brachypomus* es conocido con el nombre común de "pirapitinga" en Brasil, "cachama blanca" en Colombia, y "paco" en un gran número de países de América del Sur. Los alevinos de ambas especies son difíciles de identificar durante sus primeros seis meses de vida.



C. macropomum tiene una larga aleta adiposa con pequeños radios, dorsalmente es de color gris bronce a negro, blanqueándose hacia la parte ventral. Presenta una mancha oscura en la zona comprendida entre la aleta anal y caudal.

La información sobre la morfología y la ecología proporcionada por Machado (1982), ha servido para realizar la descripción de algunas especies de *Colossoma* y *Piaractus* de Venezuela. Se han descrito a *Colossoma oculus* (Cope 1871), *Colossoma nigripinnis* (Cope 1878) y *Colossoma bidens* (Agassiz 1829), así como a los juveniles de *Piaractus brachypomus* (Cuvier 1818).

La confusión existente entre estas especies no solo se produce entre los pescadores, sino que también se ha dado y se sigue dando entre científicos y especialistas. En algunos casos, los piscicultores han llegado a introducir en sus piscigranjas pirañas y pacos, desconociendo las características taxónomicas que diferencian a la gamitana de estas especies. Norman, en 1979, citado por Machado (1982), reconoció seis especies diferentes: *C. bidens*, *C. brachypomus* (Cuvier 1818), *C. mitrei* (Berg 1895), *C.*

macropomum, *C. nigripinnis* y *C. oculus*.

Cuando *P. brachypomus* alcanza los 20-40 mm de longitud total (LT), presenta muchas manchas rosadas ovales en la región ventral delante de las aletas pélvicas. La cabeza es de color rosado plateado, el estómago es plateado, las aletas dorsales son de color apagado y la aleta caudal es rosada.

A los 50-100 mm TL, presenta una mancha oscura en la parte dorso ventral, la región ventral anterior es roja, así como sus aletas pectorales y pélvicas. Todas estas características provocaron que en muchas ocasiones la especie fuera descrita como *Colossoma bidens*, cuando en realidad correspondía al juvenil de *P. brachypomus*. Cuando llega a la longitud estándar (LS) mayor que 20 mm, el color de *C. macropomum*, presenta un ocelo en la parte media del cuerpo debajo de la aleta dorsal, lo que la diferencia de *P. brachypomus*.

Cuando *C. macropomum* alcanza los 30 a 60 mm LS, el cuerpo se va haciendo más oscuro en la región posterior, el ocelo se mantiene y la mandíbula se vuelve más oscura, lo que provoca que sea identificada como *C. oculus*. Cuando alcanza una etapa en la que mide de 60 a 90 mm LS, el ocelo desaparece, por lo que es frecuentemente identificada como *C. nigripinnis*.

El siguiente cuadro presenta las principales diferencias entre las tres especies

Sinónimos	<i>C. macropomum</i> <i>C. nigripinnis</i> <i>C. bidens</i>	<i>P. brachypomus</i> <i>C. brachypomus</i> <i>P. mesopotámicos</i>	<i>C. mitrei</i> <i>C. edulis</i>
Nombre común	Tambaqui (Brasil) Gamitana (Perú) Cachama (Venezuela) Cachama negra (Col)	Pirapitinga (Brasil) Paco (Perú) Morocoto (Venezuela) Cachama blanca (Col)	P. mesopotámicos Caranha (Brasil) Caranha (Brasil)
Branquiespinas (1° Arco)	84-107	33-37	20-38
Escamas en la línea lateral	78-84	88-89	108-128
Escamas sobre la línea lateral	23-27	37-42	150-60
Escamas debajo en la línea lateral	23-27	37-42	150-60
Aleta adiposa con rayas	presente	ausente	ausente
Ciegos pilóricos	30-75	20-25	20-28
Longitud Máxima (cm)	90	80	55
Peso máximo (Kg)	30	20	10-12
Vejiga natatoria:	Más larga que	Más corta que	Más corta que
Cámara anterior	Posterior	Posterior	Posterior

REFERENCIAS: Barbosa (1986), Britski (1991) y Machado (1982)

El número de filamentos branquiales en *P. brachypomus* es casi constante, sin embargo, en *C. macropomum* se incrementa ontogenéticamente (ej.: tiene 20 a los 19 mm de longitud y 99 cuando llega a los 150 mm de longitud). *C. macropomum* es la única especie de este grupo que presenta una aleta adiposa con radios osificados; estos radios

son más numerosos y más duros conforme el pez alcanza una mayor edad. En *C. macropomum*, la vejiga natatoria está formada por dos cámaras bien desarrolladas que están conectadas. La cámara anterior es más grande que la posterior. En cambio en *P.brachypomus*, la cámara anterior es más pequeña que la posterior (Machado, 1982).

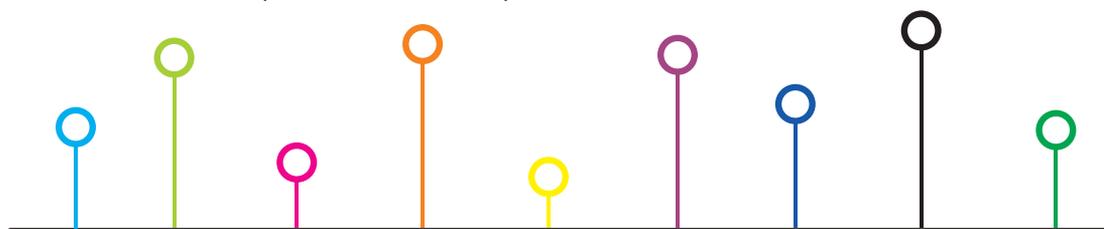
Britski (1991), revisó la taxonomía de *Colossoma* e incluyó tres especies, dos de las cuales, *C. macropomum* y *C. brachypomus*, están presentes en los sistemas del río Orinoco y del río Amazonas, y la tercera, *C. mitrei*, habita en los sistemas de los ríos Paraná-Uruguay. Algunos fósiles pertenecientes al Mioceno, identificados como *C. macropomum*, se encontraron en el valle del río Magdalena en Colombia. Estos fósiles documentan un largo periplo de supervivencia de una especie altamente especializada que se alimenta de plantas ribereñas. La posición filogenéticamente avanzada de *Colossoma* en la subfamilia *Serrasalmidae*, implica que seis géneros relacionados y otros taxones de Carácidos mayores, se originaron por lo menos hace 15 millones de años. Estos fósiles sugieren una diversa fauna en Magdalena que sufrió extinción local, quizás asociada a los movimientos tectónicos tardíos de la época Cenozoica (Lundberg et al., 1986).

Se han realizado análisis genéticos con estas especies. De Almeida et al., (1986), exploró las características cromosómicas de la gamitana y sus híbridos con paco. Gamitana y paco tienen el mismo número de cromosomas (10 pares metacéntricos y 17 pares submetracéntricos en machos y hembras; $2n=54$). Estos autores identificaron 5 cromosomas con diferentes patrones de bandas C en gamitana y paco. La gamitana tiene tres marcas en los pares de los cromosomas 3, 14, y 20, y paco en los pares 5 y 6. Cuando las hembras de gamitana son cruzadas con machos de paco, el resultado F1 híbrido es llamado "tambacu", que exhibe marcas 3, 14, 20, y 5, 6. Cuando los machos de la gamitana son cruzados con hembra de paco, el híbrido obtenido es llamado "Paqui", presentando el mismo par de marcas que sus padres.

Esas marcas genéticas, son usadas para identificar el grupo haploide de cada especie en el híbrido diploide. De la misma forma, en el híbrido triploide fue identificado un diploide completo de la gamitana y un complemento haploide del paco.

De Almeida (1986), testó la variación genética en el plasma *transferina* de gamitana y encontró seis alelos diferentes de *transferina* que fueron llamados C, E, F, G, H y J en orden de su movilidad electroforética. La banda de *transferina* que migra más rápido es la C, siendo la J la que migra más lentamente.

Los genotipos de las gamitanas testadas exhibieron un equilibrio genético consistente con ellas, representando un simple stock.



BIOLOGIA

La gamitana está ampliamente distribuida en América del Sur, entre el río de la Plata y el sistema del río Orinoco. Generalmente habita en los lagos o cochas, bordeando ríos de agua blanca. Durante el periodo de creciente, los adultos dejan los lagos y entran a los principales canales de los ríos, donde se reproducen. Cuando el nivel del agua baja, ellos retornan a los lagos (Saint-Paul, 1986b; Goulding, 1982; Lowe-McConnell, 1975; Campos *et al.*, 1992). Los peces adultos comen mayormente frutas y semillas, los juveniles (menores a 4 Kg) se alimentan también de zooplancton (Goulding, 1982; Saint-Paul, 1986a; Campos 1986). Los adultos son mayormente frugívoros teniendo preferencia por las frutas de *Hevea brasiliensis* de la familia *Euphorbiaceae* (Goulding, 1982).



Seleccionando reproductores.

En total, han sido reportadas 48 especies de frutas que son alimento posible de la gamitana en las áreas inundables del río Ucayali en Perú (Campos, 1986).

Es posible determinar la edad de las larvas de la gamitana. Werder & Soares (1982) reportaron que la gamitana desarrolla escleritos (anillos de crecimiento en las escamas) siguiendo un ritmo que va de 1 a 2 días (esto difiere de otros peces de la misma familia que

tienen un ritmo de formación de anillos que se extiende cada dos días). En base a estos resultados, recomendaron que para calcular la edad de las post larvas (Fry) de las gamitanas debe usarse la siguiente fórmula:

$$d=C - (n+14)$$

En donde:

d = día del nacimiento (desove y fertilización).

C = Número de días del año al momento de la captura.

n = Número de anillos o círculos formados).

14 = Día en que es formado el primer anillo en la escama.

La fórmula usada para otros Carácidos (Ej. *Prochilodus*) es:

$$d= C- (2n+14), \text{ Saint-Paul (1984).}$$

Saint-Paul & Soares (1987), explican que los serrasalmidos del género *Colossoma* son de respiración branquial obligada, encontrándolos en los lagos de las zonas inundadas de la Amazonía, incluso cuando las concentraciones de oxígeno son menores a 0,5 mg/L. En diferentes experimentos se observó que los peces de esta familia son capaces de usar el oxígeno de la capa superficial del agua para respirar, de esta forma pueden sobrevivir en hábitats con hipoxia inducida. A esta característica se le llama respiración superficial acuática (RSA) y obliga a una mayor actividad locomotora y a una adaptación ecomórfica, generando la formación de una extensión dermal en la maxila inferior que aparentemente tiene una función hidrodinámica para aprovechar la capa superficial. Cuando el agua es aireada, esta extensión dermal se reduce a su medida original. Estudios histológicos demuestran que la extensión es formada por edematosis en el estrato esponjoso. En un periodo de 8 horas, la superficie del labio aumenta de 16,1 mm² a 24,6 mm² (Saint-Paul & Soares 1988). Saint-Paul (1983), determinó la influencia del peso en el consumo de oxígeno en gamitana a tres diferentes temperaturas: 35, 30 y 25 °C. Encontró que el consumo aumenta linealmente con el peso, de acuerdo a la siguiente fórmula:

$$Q=aWk$$

En donde:

Q = Tasa total de oxígeno metabólico tomado por unidad de peso,

a = Coeficiente que es igual al total del metabolismo de un animal por unidad de peso,

W = Peso del animal en gramos; y

k = Constante que indica a qué velocidad y en qué dirección la tasa metabólica cambia a medida que el peso aumenta.

Usando esta fórmula, Saint-Paul (1983) encontró la siguiente relación: a 25°C, 100 g de gamitana desarrolla un consumo de oxígeno de 19,15 9,94 mg/h; a 30°C, la tasa es de 28,97 3,55, a 35°C la tasa baja a 21,24 2,18 mg/h. El autor concluye que el consumo de oxígeno de la gamitana aumenta con el incremento del peso y que la pendiente de 0,64 y 0,78 encontrada en este experimento indica que la tasa de consumo de oxígeno en los peces pequeños es más grande que la de los peces grandes.

El autor explica que la tasa rutinaria de consumo de oxígeno en la gamitana varió dependiendo de los cambios de temperatura, encontrándose la mayor tasa de consumo a los 30°C, decreciendo a temperaturas menores. Asume que este descenso en el metabolismo refleja una adaptación a esta región neo tropical con condiciones climáticas constantes. Afirma incluso que esta podría ser una adaptación a la baja concentración de oxígeno en un agua con elevadas temperaturas.

Saint-Paul & Soares (1988), reportaron que debido a la necesidad de acceder a la respiración superficial acuática (RSA), la densidad de los peces aumenta en los lagos de las áreas inundables durante una severa hipoxia (0,5 mg/L). Normalmente, los peces tropicales migran de las zonas donde abundan los micrófitos acuáticos a las aguas abiertas, pero la gamitana no sigue este patrón de comportamiento.

Durante largos periodos de baja concentración de oxígeno, retornan a los micrófitos acuáticos y viven en ellos sin desarrollar su RSA. Estudios de mortalidad en jaulas han demostrado que este pez es capaz de sobrevivir en severa hipoxia por debajo de los niveles normales de micrófitos acuáticos (Saint-Paul et al., 1989). Los autores no encontraron una capacidad de respiración extraordinaria, pero sí una capacidad de acumular oxígeno en la hemoglobina de la gamitana.

Encontraron que el putu putu (*Eichornia crassipes*), planta muy común en cochas y quebradas de aguas tranquilas, descarga de 2 a 3 mg de O₂/peso seco/h/L de sus raíces, lo que cubre adecuadamente la energía aeróbica de este pez. Los autores reportan que la frecuencia del movimiento opercular de la gamitana cambia de 35 movimientos por minuto cuando la concentración de oxígeno es de 8 mg/L, a 80 movimientos por minuto cuando es de 1 mg/L. Con concentraciones de oxígeno menores a 1mg/L el movimiento opercular es menor a 35 movimientos por minuto.

Los hábitos alimenticios de la gamitana han sido investigados por Saint-Paul (1984; 1985), Goulding (1982; 1988), y Campos (1986). Donde encontraron que la proporción de ítems en cada categoría es muy diferente de una estación a otra. La proporción de zooplancton es siempre muy alta, al margen del principal alimento disponible en cada estación. Se encontraron algunas excepciones durante los meses de marzo, julio y noviembre, meses donde el alimento más abundante fue el arroz silvestre (*Oryza perennis*), frutas y semillas. En relación con la composición del zooplancton, Saint-Paul (1984), encontró diferencias estacionales. Durante el periodo de creciente de las aguas, de abril a setiembre, el orden cladocera (*Daphnia gassneri* y *Daphnia cornuta*) fue predominante, contribuyendo con el 90% al 95% del plancton en la dieta. Durante el

periodo de vaciante de las aguas, los copépodos, principalmente *Notodiptomus amazonicus*, predominaron con un 52% a un 58% del ítem del zooplancton alimenticio. Entre las frutas y semillas que se encontraron en su estómago tenemos a *Tabebuia barbata* (Begoniaceae) cetico, *Cecropia sp* (Moraceae) verbena, *Vitex cymosa* (Verbenaceae) y *Mabea sp.* (Bombaceae). En un tercer grupo, se encontró *Oryza perennis*, una de las especies más importantes en la dieta durante el periodo de creciente de las aguas. La base de su dieta son las frutas y semillas de las áreas inundables y el zooplancton de los lagos. Saint-Paul (1985), afirma que las fluctuaciones anuales del nivel del agua del sistema del río Amazonas modifican significativamente las condiciones de vida de los juveniles de la gamitana. Debido a la fuerte reducción de la disponibilidad de alimentos en la época de vaciante, el pez tiene que metabolizar sus tejidos de reserva, reduciendo su índice de glicógeno corporal y el contenido de proteína en el filete. El contenido de proteína en el filete puede declinar hasta un 16% en 6 meses. Cuando el agua recupera su nivel, el índice de glicógeno aumenta.

Saint-Paul (1985), reportó un almacenamiento temporal de grasa, como forma de adaptación a los cambios del nivel del agua y los cambios ambientales en el río Amazonas.

Podemos afirmar que la gamitana ha adaptado sus dientes a los hábitos frugívoros. Este pez tiene largos y poderosos dientes que le permiten comer muchas semillas. Estos dientes son heterodontos, siendo los molares medios multicuspides, en cambio los más laterales son premolares (Goulding, 1982).

Una serie de largos filamentos branquiales están densamente localizados en los arcos branquiales, lo que es una característica de los peces planctívoros. Su estómago está bien desarrollado, con un número de 30 a 75 ciegos pilóricos adyacentes y con una longitud de intestino de 2 a 2,5 veces más larga que la longitud corporal (Saint-Paul, 1985). Campos (1985), reportó que en una gamitana de 16 Kg-18 Kg el radio de la longitud del intestino en relación a la longitud del estómago fue de 5,14, que se acerca al radio de longitud del boquichico *Perochilodus nigricans* (13,66) que es detritívora y de la corvina *Plagioscium squamosissimus* (2,44) que es carnívora.

Producción de alevinos

1. En ambiente natural:

En la Amazonía Central el periodo de desove en ambientes naturales se produce entre octubre y diciembre (Saint-Paul, 1986). En Perú se produce de noviembre a diciembre y en Venezuela en el mes de junio.

La gamitana desova una vez al año en respuesta a la subida del nivel del agua durante las estaciones lluviosas, es en esta época cuando migran a las áreas de reproducción de los principales ríos. Las hembras sueltan sus huevos dentro de la

corriente y los machos los fertilizan en el agua. Los huevos semiflotantes son llevados por la corriente hasta que eclosionan en aproximadamente 17-20 horas a una temperatura promedio de 28°C.



El periodo de desove se corresponde con la estación de lluvia. El periodo de desove de la gamitana varía de acuerdo a las condiciones ambientales. Por ejemplo, en Gualaca (Panamá), las gamitanas que originalmente se reproducían entre diciembre y enero se han reproducido entre junio y agosto. La gamitana puede madurar como respuesta a las lluvias. En climas donde la estación de lluvia no está bien definida (Venezuela) o es irregular, el traslado de reproductores a estanques recientemente preparados, estimula la maduración sexual (Bello *et al.*, 1989). En Betune (Brasil), donde la temperatura anual se mantiene sobre los 26°C, la gamitana puede reproducirse durante todos los meses del año.

2. En ambientes controlados

2.1. Procedencia de reproductores

Los reproductores son seleccionados generalmente en su medio natural, aunque algunos ya han sido producidos en estaciones de acuicultura. La gamitana es nativa de la cuenca del río Orinoco y del río Amazonas.



Para este fin puede ser capturada como larva, alevino, juvenil o adulto. Después de capturar los ejemplares en cualquiera de estas etapas, son estoqueados en estanques de acuicultura y preparados como futuros reproductores. Algunas estaciones de acuicultura donde se han producido reproductores son DNOCS (Brasil), Repelón (Colombia), Divisa (Panamá), Quistococha (Iquitos-Perú).

2.2. Selección de los reproductores

La selección de los reproductores se realiza en base a las características externas durante la época de desove. Solo en Brasil y Panamá se seleccionan los reproductores por su mejor performance (tasa de crecimiento, cantidad y calidad de semen, tasa de fertilización, producción de larvas, etc.).

Edad de los reproductores

Los machos y las hembras de la gamitana alcanzan su madurez sexual en tres y cuatro años respectivamente, cuando han obtenido un peso total de 3-6 Kg. En algunas estaciones que operan en Brasil se han usado los mismos reproductores por un periodo de 12 años. En Iquitos (Perú), los reproductores han sido usados por periodos máximos de cuatro años. Los mejores reproductores reportados por los investigadores son los que tienen una edad entre 4 a 7 años, con un peso total de 3 a 7 Kg.

Características de la madurez sexual

No hay método conocido para diferenciar de manera externa el sexo de la gamitana fuera de los periodos de desove. El abdomen abultado, suave e hinchado, la papila genital dilatada y de color rosado, son algunos de los indicadores utilizados para seleccionar aquellas hembras que están maduras para el desove.

La selección de los machos se basa en la eyaculación del semen de color blanco, que debe ser denso y abundante, brotando cuando se aplica una presión sobre el abdomen.

Pretto (1980; 1989), señaló que en Panamá, los investigadores aplicaron una biopsia para evaluar el desarrollo de los ovarios de gamitana y el estadio de los óvulos. Los óvulos son colocados en una solución de 5 ml de ácido acético, 30 ml de formalina y 60 ml de alcohol etílico al 95%. Después de transcurridos tres minutos, se observó la posición de la vesícula seminal, ubicada en la parte periférica de las hembras maduras. Sin embargo, algunos investigadores opinan que esta práctica es de poco valor, debido a que la gamitana requiere de una inyección hormonal para la migración de la vesícula.

2.3. Preparación y manejo de estanques para los reproductores

En los cinco países donde se han iniciado procesos de cría de gamitana, los acuicultores usan el mismo método de preparación de los estanques. Estos son secados, limpiados y expuestos por dos días al sol. Posteriormente, son desinfectados usando 25-80 g/m² de óxido de calcio (CaO) y fertilizados con estiércol de gallina ponedora (100-200g/m²) y/o fertilizante inorgánico (15 g/m² de urea), con la finalidad de estimular la producción de plancton, particularmente zooplancton.

2.4. Densidad de carga de reproductores.

En la mayoría de los centros de acuicultura están usando una densidad de carga de 200-400 gamitana/m² en sistemas de monocultivo. Sin embargo, en algunas estaciones esta tasa es reducida a 90 g/m² (Iquitos), 66 g/m² (sur- Brasil) o 50 g/m² (nordeste, Brasil). Excepcionalmente, en Venezuela, la densidad de carga utilizada es de 700 g/m².

En el sureste de Brasil los reproductores de gamitana son criados bajo el modelo de policultivo, representando el 50-79% de la biomasa total. Las especies que acompañan a *C. macropomum* son *Prochilodus cearensis*, *Aristichthys nobilis* y *Cyprinus carpio*.

2.5. Calidad del agua.

Los datos reportados sobre las características del agua en los cinco países que realizan el cultivo de la gamitana, confirman que las características del agua deben

mantenerse en niveles de pH entre seis y siete, concentración de oxígeno de 5-8 mg/L, y dureza sobre 30 mg/L. En el INPA (Colombia), el flujo de agua usada en reproductores de gamitana, criados en estanques, es de 24 L/seg/ha. En Panamá la tasa de renovación para estanques de reproducción de gamitana es del 10-20% de su volumen por día. En Tarapoto (Perú), el flujo usado es de 10 L/segundo/ha. En algunas pesquerías solo se agrega el agua pérdida por evaporación o pérdida por filtración. En la actualidad con la construcción de nuevas instalaciones y de los avances tecnológicos el flujo es mayor.

2.6. Inducción a la reproducción

La inducción hormonal en la gamitana se realiza intramuscularmente, en la región dorsal, debajo de la aleta dorsal, o intraperitoneal, en la base de la aleta pélvica. La inducción es estimulada con hormonas naturales o sintéticas.

En Brasil, Perú, Venezuela y Colombia, usan extractos de hipófisis heteroplásticas, especialmente hipófisis de carpa.

En algunos centros de reproducción en Colombia (Ej.: Los Llanos), el uso de hormonas homoplásticas colectadas de gamitanas silvestres es algo común. En Panamá, el uso de LHRHa y en el Perú de GnRH (Hormona liberadora de Gonadotropina) y de sus hormonas homologas o análogas, son usadas frecuentemente. Con algo menos de frecuencia, las hormonas heteroplásticas de especies nativas, como las de *Prochilodus ceaerensis*, son usadas en Mato Grosso y el sudeste de Brasil. La hipófisis de *Arapaima gigas* ha sido usada en Iquitos. Otra hormona que ha sido usada es la Gonadotropina coriónica humana (HCG). En el Nordeste de Brasil se lograron los primeros desoves (Da Silva *et al.*, 1976), los reproductores recibieron una inyección intramuscular de solución salina, la cual contenía pituitarias molidas extraídas de hembras maduras de *Prochilodus ceaerensis*. Las inyecciones se realizan con intervalos de seis horas.



Hipofisación. Primera dosis de hormonas

El desove ocurre normalmente después de la tercera o quinta inyección. Con los años de práctica este tipo de procesos han evolucionado positivamente, identificando con claridad el número de pituitarias necesarias para cada kilogramo de reproductor. De la misma forma, el número de pituitarias se ajustan al estado de evolución de la madurez sexual de los reproductores. A los machos se les ha estado dando un total de tres pituitarias por kilogramo de peso para contar con mayor disponibilidad de esperma. El dosaje corresponde aproximadamente a 5,5 mg y 2,5 mg de pituitaria seca por kilogramo de hembra y de macho respectivamente.

Los machos de gamitana son inducidos con dosis más bajas, un 30 o 50% que las utilizadas para las hembras. Sin embargo, algunos centros en Colombia solo usan el estímulo de la hembra en un tanque para la producción de los espermatozoides. Los machos frecuentemente reciben solo una dosis, al mismo tiempo que las hembras reciben la última dosis.

En Venezuela, Bermúdez (1979), logró que machos y hembras del mismo tamaño se reproduzcan con éxito. Las hembras, con un peso aproximado que variaba de 15 Kg a 18 Kg, recibieron un total de 3,5 pituitarias de gamitana cada una, dividida en dosis incrementadas a 0, 24, 48, y 64 horas. Los machos, que pesaban un promedio de 15 Kg, recibieron dos dosis repartidas en 54 y 60 horas. Los huevos colocados en las incubadoras eclosionaron a las 21 horas, a una temperatura de 26,7°C.

En Venezuela, Hilder y Bertone (1977), describieron una técnica para hacer desovar ejemplares de gamitana que todavía no estaban listas para este proceso. Fueron inyectadas con extractos de pituitaria de carpa común conservadas adecuadamente. Los dos sexos fueron inyectados a las 0, 24, 48, 72, 96, y 124 horas. Las hembras entre 20 y 30 Kilos recibieron un total de 120 mg de pituitaria de carpa, divididas en cinco dosis iniciales de 6 mg cada una y dos inyecciones finales de 30 y 60 mg. Los machos, que promediaban el mismo peso, recibieron un total de 15 y 30 mg. Los huevos eclosionaron en un periodo de 22 a 23 horas, a una temperatura del agua de 26-27°C. Las larvas, recién nacidas, median 3,8 mm de longitud. Se estimó que una hembra cuyo peso promediaba los 10 a 15 Kg, podía producir alrededor de un millón de huevos (Lovshin et al., 1980). Una descripción total sobre la metodología de desove empleada puede ser consultada en Espinoza (1988), Woynarovich (1986) y Carolsfeld (1989).

2.7. Desove y fertilización de huevos

Los resultados obtenidos en cada uno de los cinco países de estudio nos dicen que las hembras y los machos de *C. macropomum* son extruidas usando el método seco (Alcántara & Guerra, 1992). Algunos técnicos usan anestesia (5-15 ppm de Quinaldina o 100-150 ppm de 2 fenol-etanol, o 100 ppm MS-222) para manipular a los reproductores. Se usa una solución de suero fisiológico o 1,4% de urea, para aumentar la viabilidad y movilidad de los espermatozoides. El tiempo de respuesta para el desove varía de una estación a otra. Los rangos de tiempo reportados varían entre 200 y 300 horas-grado

después de la última dosis. Alcántara (1985), reportó que la fórmula que expresa la relación entre la temperatura y el tiempo de desova en las hembras de gamitana es:

$$\text{Horas-grado} = 1\,635,91 - 43,33 (\text{Número de } ^\circ\text{C}) \quad (r = -0,99)$$

Colossoma macropomum no desova de forma natural después de la inyección con pituitaria. Los productos sexuales son extraídos de ambos sexos, mezclados en un contenedor y lavados con agua antes de transferir los huevos a las incubadoras. La fórmula que expresa la relación entre el número de huevos y el peso húmedo (Alcántara & Guerra, 1992) es:

$$\text{Número de huevos} = 167\,899 + 33\,818 (\text{peso húmedo del pez en kilogramos}) \quad (r = 0,76\%)$$



Vertido de esperma sobre los óvulos.



Mezclando los ovulos con el esperma.

2.8. Incubación.

Incubadoras.- En Latinoamérica, los investigadores han usado diferentes clases de incubadoras, desde las incubadoras artesanales de 20-40 L, que son usadas dentro de tanques de concreto, hasta las incubadoras sofisticadas de fibra de vidrio, acrílico o plástico con capacidad de 6 L (Tipo MacDonald) o 60-200 L (tipo Woynarovich) siendo la última la más usada en los cinco países.

La cantidad de huevos colocados en cada incubadora generalmente varía de 500 a 3 750 huevos/L. En Venezuela, sin embargo, los cultivadores generalmente usan 5 000 huevos/L. En algunos centros de reproducción, los huevos son desinfectados con solución de yodo a 100 ppm por 5 min (pH = 7) antes de ser transferidos a una incubadora.

Flujo de agua y calidad.- El pH del agua varía entre 5,8 a 8,0, y la concentración de oxígeno entre 4 y 8 mg/L. La dureza del agua está entre 40 a 300 mg/L. El reporte óptimo de la temperatura del agua en las incubadoras está entre 26°C y 29°C. Temperaturas superiores a 30°C son reportadas como letales para los huevos y las larvas de *C. macropomum*. El flujo de agua está entre 0,5 y 0,8 L/min/incubadora de 60 a 200 L de capacidad respectivamente. El agua debe estar libre de partículas en suspensión y de microorganismos.

Desarrollo Larval. Las referencias usadas para describir el desarrollo de *C. macropomum* desde huevo hasta el estado de post larvas son las siguientes: los huevos verde amarillentos no son adhesivos, son semiboyantes, casi de forma esférica, y tiene un diámetro de 1,3 mm. Después de la fertilización, los huevos dilatados varían de 2,2 a 2,8 mm de diámetro. La temperatura en las incubadoras para el desarrollo larval fueron las siguientes: 27-29 °C en Perú, 28-29,5 °C en Venezuela, y 26,5°C en Colombia. Valencia *et al.* (1986), Bermúdez (1979), y Alcántara (1985).

Siguiendo los métodos sugeridos por Rugh (1968), el tiempo programado para el desarrollo del *C. macropomum* es el siguiente:

1. Los huevos devienen traslucidos, el espacio perivitelino se amplía y el disco germinal toma la forma de una pequeña lente, minutos después de la fertilización. Los huevos son TELOECITHAL y divididos en forma discoidal (Browder *et al.*, 1991).
 2. La primera división ocurre a los 15 min (Alcántara, 1985), 30 min (Valencia *et al.*, 1986) o 35 min (Bermúdez, 1979) después de la fertilización. En este estado, el embrión tiene un diámetro entre 1,85 y 2,00 mm (Valencia *et al.*, 1986). La primera división es meridional y el núcleo es claramente visible.
 3. La segunda división ocurre a los 30 min después de la fertilización (Alcántara, 1985). Esta es una división meridional en el ángulo derecho del primer plano de división, que resulta en la formación de cuatro blastómeros iguales.
 4. La tercera división ocurre a los 70-75 min (Valencia *et al.*, 1986), o a los 70-90 min (Bermúdez, 1979). Esta división se da en un plano paralelo a la primera división. En este momento, aparece el blastodisco en forma rectangular sin espacio en su parte inferior.
 5. Mórula: 90 min (Valencia *et al.*, 1986), 105 min (Bermúdez, 1979) o 120 min (Alcántara, 1985). Después de la primera división se aprecian numerosos miómeros y se torna difícil observar células individuales. Este es un estado muy sensible para su buen desarrollo durante el cual cualquier movimiento brusco puede matar los embriones (Valencia *et al.*, 1986).
 6. Blástula: 4 h (Alcántara, 1985) o 2,5 h (Valencia *et al.*, 1986) después de la fertilización. Las pequeñas células están fuertemente empaquetadas para formar un blastodisco que está ligeramente encima, elevado de la superficie de la yema. En este momento una cavidad subgerminal aparece debajo del blastodisco.
 7. Diferenciación embriónica.
 - a. A las 8 h, empieza la diferenciación morfológica de la cabeza y de la cola y se pueden observar los primeros somites (Alcántara, 1985). Valencia *et al.* (1986), observó los primeros somites a los 270 min y la diferenciación de la vesícula óptica de la placa auditiva a los 335 min. Bermúdez (1979), observó el primer somite, la diferenciación cefálica y la cápsula óptica a los 365 min. He observado el blastoporo cerrado y la cola embrionaria a los 575 min.
 - b. A las 9h, el embrión tiene 12 somites y el ocular se presenta pigmentado
-

- (Alcántara, 1985). Bermúdez (1979), observó 12 somites, cápsulas ópticas, otica (estructuras calcáreas del oído interno) y tejido cerebral a los 675 min. Sin embargo, Valencia *et al.*, (1986), reportó 15 somites a los 370 min y 18 somites con aleta caudal diferenciada a los 445 min.
- c. A los 600 min (Alcántara, 1985) o 720 min (Bermúdez, 1979) la aleta caudal empieza a diferenciarse y a separarse del saco vitelino.
 - d. A los 660 min (Alcántara, 1985) o 855 min (Bermúdez, 1979), el corazón empieza a funcionar. Valencia *et al.*, (1986), observó la primera pulsación o latido del corazón a los 500 min. Ellos observaron 50 pulsaciones/min a los 525 min cuando el embrión tenía 2 mm de LT (longitud total) y los huevos 3,5 mm de diámetro. Bermúdez (1979), observó 50-55 pulsaciones/min a los 915 min y 100-110 movimientos a los 1030 min. El embrión empieza a moverse con contracciones bruscas a las 11 horas (Alcántara, 1985)
 - e. A las 12 h, Alcántara (1985) observó contracciones del cuerpo total, y Valencia *et al.*, (1986), observó fuertes contracciones del cuerpo a las 9,75 h.
 - f. A las 13 h, larvas muy bien desarrolladas son visibles, con intensas contracciones de la cola dentro del huevo. En este momento, el embrión empieza a rotar dentro del corion (Alcántara, 1985). Bermúdez (1979), observó que a las 19,3 h, el corazón late a 160-170 pulsaciones/min y los huevos tienen un diámetro de 2,5 mm.

Eclosión de los huevos. Alcántara (1985) reportó que el embrión nace a las 14 h. Valencia *et al.*, (1986), observó nacimientos a las 12,5 h y Bermúdez (1979) a las 20 h y 40 min (544,6 horas-grado), cuando la temperatura del agua estaba en 26,7°C y 80 minutos antes cuando la temperatura estaba en 28,8°C. En el proceso de eclosión, las larvas mueven su cola violentamente y rompen la membrana, emergiendo primero la cola.

En general, el tiempo reportado para la eclosión de los huevos está entre 12 y 21 horas en los cuatro países.

La eclosión de los huevos se genera cuando los rangos de temperatura del agua están entre 27-29°C. En Panamá, la eclosión de los huevos es a las 21 h cuando la temperatura está entre los 24°C y los 26,5°C. Bello *et al.*, (1989), reportó que en Venezuela, la eclosión se desarrolla a las 18 h cuando la temperatura está entre 26°C y 27°C, desarrollándose a las 14 horas cuando el agua alcanza una temperatura de 29°C.

Las larvas recién eclosionadas tienen un promedio de 3,8 mm (Hilder & Bortone, 1977) y 3,6 mm LT (Bermúdez, 1979). Es en estos momentos que las larvas ascienden a la superficie. Su movimiento vertical es ayudado por el flujo de agua y por sus movimientos caudales. En este estado, cada larva tiene 30 pares de somites y el saco vitelino es de 1,3 mm. A las 51 h después de la eclosión, la larva tiene 5,3 mm de LT, con un saco vitelino de 0,8 mm de diámetro. En este momento la aleta caudal está mejor definida y se presenta una aleta pectoral rudimentaria en la parte superior del saco vitelino. La pigmentación de

los ojos es más pronunciada. A las 72 h después de la eclosión, la longitud total de la larva es de 5,9 mm y el diámetro del saco vitelino es de 0,3 mm. Los capilares sanguíneos ya son visibles en esta etapa (Bermúdez, 1979).

Después de que el saco vitelino ha sido completamente absorbido, la post-larva presenta una longitud total de 6,4 mm y un aumento de la pigmentación ocular. La vejiga natatoria está llena y la natación horizontal es facilitada por la presencia de las aletas pectorales y caudales. Después de 191 h, las post-larvas ya tienen una LT de 11,8 mm, 35 pares de somites y la aleta caudal ya está formada. Cuando los individuos ya tienen 18-20 mm LT y están completamente formados, son llamados alevinos. Los alevinos tienen numerosos melanóforos en el lateral del cuerpo y son capaces de aceptar alimento preparado. Los alevinos están listos para ser estoqueados en estanques de cultivo.

Comportamiento larval. El primer alimento que aceptan los alevinos son protozoarios, rotíferos y zooplancton de pequeño tamaño. Las larvas recién eclosionadas nadan en una dirección vertical a la superficie y luego caen hacia el fondo. Las larvas continúan con este comportamiento por 2-3 días después de la eclosión. Ellas son muy activas, con periodos cortos de descanso entre cada movimiento. Las larvas después de 4-5 días de eclosión tienen todos sus órganos y están listas para tomar alimento del ambiente. Durante los primeros 4-5 días, las larvas se nutren del saco vitelino. Durante este tiempo las larvas no tienen pigmentación y pueden morir rápidamente si son expuestas a los rayos ultravioleta del sol. Cuando las larvas emergen a la superficie para llenar su vejiga natatoria, tienen aún un 20-30% de su saco vitelino. Este suplemento del saco les permite sobrevivir durante el periodo crítico de adaptación a los alimentos externos.

Las larvas son consideradas prematuras durante el periodo que va de la eclosión hasta que llena su vejiga natatoria. Después que ha llenado su vejiga natatoria es llamada post-larva y requiere adecuada concentración de oxígeno (6-8 mg/L), adecuada temperatura (25-29 °C) y ausencia total de residuos. Una alimentación mesurada es esencial para el crecimiento postlarval y desarrollo y protección de sus predadores (ej.: Copépoda y Odonata). La principal causa de la mortalidad de las post-larvas es la baja disponibilidad de alimentos. La fase de post-larva puede ser dividida en post-larva prematura, que mayormente se alimenta de rotíferos, y post-larva avanzada, que come copépodos, cladóceros y puede aceptar alimento preparado. La post-larva alcanza el estado avanzado de desarrollo 10 días después del inicio de su alimentación (15 días después de la eclosión). En este tiempo, tienen entre 1,5 a 2,0 cm de LT.

2.9. Larvicultura

Cuando las larvas empiezan a comer, antes de la absorción del saco vitelino, los cultivadores frecuentemente les dan alimento vivo (nauplios recientemente eclosionados o *Artemia spp.* o plancton de estanques previamente fertilizados) y/o con alimento preparado. En Venezuela los investigadores usan estanques de 2,0 m² fertilizados con

sulfato de amonio (100 ppm), urea (10 ppm), y triple superfosfato (10 ppm). Con este sistema, ellos han producido abundantes rotíferos y cladóceros. Los rotíferos aparecen después de 9-15 días, fertilizando los tanques y alimentando a los cladóceros con harina de arroz. En el Perú, se han logrado producciones masivas de *Brachionus sp.* (56 mL/L) con estiércol de gallinas (0,1 Kg/m²) (Ascón, 1988).

Después de la eclosión, la manipulación de la larva varía de una estación a otra. En algunas estaciones son transferidas a incubadoras de gran capacidad (Brasil y Perú), a tanques o a redes (Perú). La densidad de siembra en larvicultura varía entre 10 y 500 larvas/L. Las larvas prematuras pueden ser criadas usando diferentes contenedores, tales como acuarios, incubadoras, tanques o estanques de tierra. En estos ambientes la manipulación del agua usada para la incubación y larvicultura es muy importante para la buena supervivencia, incluyendo constante flujo de agua (2,5 y 4,0 L/min en incubadoras de 60 y 200 L, respectivamente) y/o aireación. El manejo del agua es acompañado con filtración, esterilización con luz ultravioleta, regulación del pH y dureza, aumento de la temperatura, sistemas de reciclaje de agua, eliminación de predadores y fertilización.

El logro de la producción de larvas de *C. macropomum* depende de la producción de alimento vivo en adecuada calidad y cantidad. El mayor grupo de plancton producido en estanques son los rotíferos y dos subórdenes de crustáceos: Cladóceros y Copépodos. Otros muchos invertebrados como Anostraca, Ostrácoda y otros insectos acuáticos están presentes en los estanques como competidores o predadores de larvas de *C. macropomum*. La sucesión de zooplancton empieza con la presencia de rotíferos, luego los cladóceros y copépodos menores y, finalmente, los grandes copépodos y cladóceros. Esta sucesión puede ser manipulada usando fertilizantes e insecticidas. En Brasil se ha demostrado que durante los dos primeros días de cultivo de larvas, las post-larvas de *C. macropomum* prefieren comer rotíferos y nauplios y luego comen cladóceros. Los rotíferos son más vulnerables que los cladóceros, que al mismo tiempo son más vulnerables que los copépodos a los mecanismos de captura por succión (Batista *et al.*, 1986a).

Los factores ambientales que influyen en la producción de alevinos en el primer periodo de cultivo son: la adecuada temperatura (entre 24°C y 29°C), calidad y disponibilidad de alimentos (las larvas prefieren organismos de 0,15-0,20 mm, tales como rotíferos), optima concentración de oxígeno (6-8 mg/L), presencia de predadores (principalmente larvas de odonatos y copépodos) y factores meteorológicos (precipitación sobre 17 mm/día). Una temperatura superior a 30°C es letal para las pre-larvas y post-larvas después de cinco días de nacidas.

La producción de rotíferos es considerada buena cuando se obtienen 1-3 ml filtrando 100 L de agua de un estanque de cultivo y con una red de 20-180 μ m.

El desarrollo de la máxima producción de rotíferos ocurre después de 4-5 días de llenado el estanque, permaneciendo ahí 3, 4 o más días. *Colossoma macropomum* continua alimentándose de zooplancton durante el primer año de cultivo.

Los tipos de zooplancton más frecuentemente encontrados en el estómago de larvas y alevinos de *C. macropomum* son los siguientes: en los primeros días (5 días después de la siembra) solo rotíferos, después de 10-12 días, los más importantes son pequeños cladóceros y copépodos, y durante los siguientes 5-10 días de cultivo (15-30 días después de la siembra), la larva come todo el copépodo y cladóceros disponibles. En esta última fase larvaria pueden comer incluso pequeñas larvas de insectos, tales como quironomidos y larvas de odonatos (Guimaraes y Senhorini, 1985). En Venezuela, Bello et al., (1989), reportó el uso de *Artemia spp.* viva y cladóceros cultivados como alimento de post-larvas de *C. macropomum*. En Venezuela, los cultivadores también producen *Moina* y *Diaphanosoma* para alimentar post-larvas de *C. macropomum*. Los cladóceros contienen entre 45% y 50% de proteínas. Los investigadores venezolanos reportaron que en estanques de 10-200 m², en una base de estiércol de pollo fermentado por 3 días y aplicando una dosis de 20 g/m²/semana produjeron 2 000-4 000 cladóceros/L. El mejor resultado reportado por esos autores usando este sistema fue la producción de 2 300 post-larvas/m² en 27 días. Cada postlarva consumió 62-173 cladóceros por día.

La predación natural de larvas y alevinos es uno de los principales impedimentos para obtener buena producción (Batista et al., 1986b). Los depredadores acuáticos se pueden clasificar en micro y macrodepredadores. Los micropredadores son los copépodos ciclopeidos carnívoros que atacan las larvas de *C. macropomum*, hiriendo su piel y cola con sus apéndices espinosos. Durante la primera semana de cultivo, los copépodos ciclopeidos son muy peligrosos para las larvas. Un número de 100 *cyclops sp.* por litro de agua en el estanque pueden matar de 90-95% de larvas sembradas (Batista et al., 1986a). Los macrodepredadores son animales que comen las larvas de los peces, entre los que podemos destacar a las larvas de los insectos. Batista et al., (1986b), señala que los mayores predadores son las larvas de los insectos odonatos, reportando 14 especies en Brasil, siendo los más frecuentes *Plantala flavescens*, *Coryphaeschna adenaxa*, y *Brachynesi sp.* Reportaron que *P. flavescens* (Fabricius 1798) produce 400 huevos por hembra, eclosionando sus ninfas 114 horas después de colocados los huevos, con una longitud total de 1,0 mm. Después de 24 días, alcanzan 25 mm de LT. En 54 días las ninfas alcanzan su estado adulto. Batista et al., (1986b) experimentaron la relación depredador-presa en ninfas de odonata (20mm) contra larvas de *C. macropomum* (7 mm LT). Usaron diferentes densidades de larvas de *C. macropomum*: 50, 100, y 150 larvas por acuario, colocando, en cada uno de ellos, una larva de Odonata. La depredación en los tres tratamientos fue de 31, 31, y 32 larvas, respectivamente. Encontraron que una ninfa de *P. flavescens* podía comer 32 larvas de *C. macropomum*, de 7 mm de LT, en 24 horas.

Preparación de estanques en larvicultura.

La técnica más común para desinfectar estanques es el uso de óxido de calcio (CaO) en concentraciones de 60-200 g/m². La fertilización se acompaña con estiércol de pollo a 100-300 g/m². Algunas estaciones en el Perú usan gras verde o seco como fertilizante orgánico. En otras ocasiones se usa urea a 2,5 g/m² o triple superfosfato a 39-60 g/m². La adición de óxido de calcio es muy importante para la preparación de los estanques. El óxido de calcio mata a los potenciales depredadores y desinfecta las paredes y

el fondo de los estanques húmedos y vacíos. Además, mejora la capacidad buffer del agua (Boyd, 1990). El óxido de calcio (CaO) se aplica durante las primeras horas del amanecer, con dosis entre 60 y 200 g/m². La dosis depende de la cantidad de materia orgánica y pH existente en el estanque. Estanques con altas concentraciones de materia orgánica, pH bajo (menos de 5) y dureza menor de 20 ppm, requieren mayor cantidad de CaO que los estanques que tienen pH alto (6-8) y dureza mayor de 20 ppm. El calcio debe ser distribuido en forma húmeda, para evitar que reaccione con el CO₂ del aire y forme carbonato de calcio (CaCO₃), compuesto químico que tiene un efecto desinfectante menor. Después de transcurridas 4 a 6 horas, se mezcla el CaO con la tierra del fondo del estanque, para evitar cambios bruscos en el pH del agua cuando es agregada. Antes de que se llene el estanque, se incorpora fertilizante orgánico con cualquiera de los siguientes tratamientos: estiércol de vacuno a 6 000-10 000 Kg/ha o estiércol de pollo a 2 000-4 000 Kg/ha. Si el agua no responde a los fertilizantes orgánicos, se adiciona de 30 a 60 Kg/ha de triple superfosfato (45% P₂O₅).

La introducción del agua al estanque es controlada con redes con abertura de malla de 150 mm, para evitar la introducción de huevos de potenciales depredadores. En algunas ocasiones se han utilizado biocidas para el control de competidores y depredadores de larvas de *C. macropomum*. En otras ocasiones, los cultivadores usan organofosfatos y subproductos del petróleo (7,5 ml de petróleo más 0,25 ml de aceite de motor por cada m²).

Utilización de la Red Bercaria. Método utilizado en Brasil desde 1982. Los investigadores utilizan una red con abertura de malla de 333 mm para cubrir los estanques donde las larvas son sembradas por un periodo de 6 días. De la red, las larvas son movidas a otro estanque previamente tratado con organofosfatos y sembradas a una densidad de 8 000 larvas/m³. Se usa un compresor de aire para mejorar la concentración de oxígeno (Batista *et al.*, 1986b; Da Costa & De Melo, 1986).

De Morais *et al.* (1986a,b), usaron una red con una apertura de malla de 333 micras (Tipo I) y otra con 1 mm de apertura de malla (Tipo II), en dos etapas de cultivo de larvas de *C. macropomum*. Las larvas iniciales, cuando tienen la boca aun cerrada, son transferidas de las incubadoras a la red Tipo I, donde son alimentadas dos veces al día con alimento en polvo (50% de proteína cruda), compuesto por pasta de soya, harina de pescado, mezcla de vitaminas, minerales y alimento vivo. Entre los días 10 al 20, las larvas son sembradas en la red Tipo II, donde reciben dieta formulada. Finalmente estos alevinos son transferidos a estanques fertilizados.

En sistemas más simplificados, los cultivadores brasileños tratan en primer lugar con calcio y fertilizante, tal como lo hemos descrito anteriormente. Después de 5 días las larvas son sembradas en estanques que han sido previamente llenados con agua hasta una profundidad de 0,5 m. El estanque es llenado después de 7 días a una profundidad máxima de 1,5 m.

En Colombia, los cultivadores usan un sistema que favorece hasta en un 92% la

supervivencia de los alevinos después de 25 días (Valencia y Puentes, 1989). Cinco días después de la eclosión, las larvas son estoqueadas en estanques de concreto, donde son alimentadas con microencapsulado de huevo de gallina (1 huevo/100 000 post-larvas/24h) y nauplios de artemia. Después de 5 días, las larvas son transferidas a estanques de tierra previamente fertilizados (2 días antes de la siembra) con N-P-K (11-53-0) a 27Kg/ha. Las larvas posteriormente son alimentadas con alimento preparado (23% de proteína cruda).

Densidad de siembra de postlarvas. En los cinco países de estudio los acuicultores empiezan a dar alimento preparado inmediatamente después de la siembra de las larvas. Se suministran dietas comerciales o dietas preparadas en su propia pesquería (18-45 % de proteína cruda). El alimento es distribuido en el borde del estanque de 5 a 6 veces por día. Caltelmo & De Sousa (1986a), realizaron varios experimentos sobre el tamaño del alimento en relación con la longitud total del pez. Estos experimentos reportaron que 0,7-mm de LT de *C. macropomum* hambreadan cuando el tamaño del alimento era de 0,25 mm o más grande. Con una longitud total de 1,0 cm de LT las larvas aceptan partículas de alimento de hasta 0,25 mm (polvo); las larvas de 1,34 cm de LT aceptan alimento de hasta 0,35 mm; las larvas de 1,93 cm de LT aceptan alimento de hasta 0,42 mm, y las de 2,85 cm de LT, aceptan alimento de hasta 1,41 mm. Ferraz de Lima & Castagnolli (1991) reportaron también que el alimento en polvo (0,25 mm) era adecuado para larvas de *C. macropomum* menores a 1 cm de LT; los granos (0,5-1,4mm) eran adecuados para alevinos de 1,5 cm de LT; los granos y pellets (1,4-5mm) para juveniles menores o iguales a 100 g y los peletz (5-7 mm) para alevinos con un peso mayor a los 100 gramos.

Crecimiento de la larva. La fórmula que representa la relación entre la edad (días) de *C. macropomum* con su longitud total (mm) durante los primeros 29 días es:

$$\text{Longitud (mm)} = 3,47 + 0,993 (\text{días}) \quad r=0.98$$

Colossoma macropomum alcanza una longitud total de 2,0 a 3,5 cm en un periodo de 3 a 4 semanas, dependiendo de la calidad y cantidad del alimento natural o preparado que se le proporciona.

El alimento preparado es muy importante desde el sexto día después de la eclosión.

En larvicultura los ejemplares de *C. macropomum* no deben mantenerse en los estanques por un periodo mayor a 4 ó 5 semanas, después de transcurrido este periodo deben sembrarse para engordarlos o venderlos. La densidad de siembra influye en el crecimiento de los alevinos. La siembra de los alevinos a la edad de 15 días, en dos densidades diferentes (75 y 200 larvas/m²), resulta en diferentes pesos finales después de 25 días (Giumaraes y Senhorini, 1985). Los alevinos sembrados a más baja densidad tuvieron un peso total de 3,5 a 3,8 g, en cambio los sembrados a alta densidad solo lograron de 2,6 a 3,0 g.

Dietas para el crecimiento. No existe una sola dieta estandarizada en la región (Cantelmo & De Sousa, 1986b; Castagnolli, 1991). De acuerdo a Van der Meer (1997), la proporción ideal de proteína cruda ha sido calculada aproximadamente en 43% para *C. Macropomum*. Van der Meer (1997), indica que el exceso de soya en la dieta tiende a decrecer la palatabilidad y la tasa de crecimiento. Sin embargo, en el Perú y en Brasil se han usado dietas con niveles bajos de proteína (27 %) con muy buenos resultados durante muchos años (F. Alcántara, Instituto de investigaciones de la Amazonia Peruana, comunicación personal) (Castagnolli 1991). Las dietas de *C. macropomum* en el medio natural presentan de 20 a 30% de proteína cruda, siendo 75% de la misma de origen vegetal (Araujo-Lima & Goulding, 1997). Las dietas mayores a 30% de proteína cruda no son económicamente rentables en la Amazonía.

Los pequeños piscicultores alimentan sus peces con alimentos domésticos y frutas del campo, tales como guabas, mangos, papas, zapallo, plátanos, semillas de caucho, arroz, maíz y yuca (Araujo-lima & Goulding, 1997). Araujo-Lima & Goulding (1997), han sugerido incluso que se utilicen los productos de la huerta para alimentar a los peces amazónicos que se alimentan de frutas en el medio natural. En América del Sur existen grandes comunidades de peces que se alimentan mayormente de frutas y semillas que son parte de la cadena alimentaria (Araujo-Lima & Goulding, 1977). Estos peces comen casi la totalidad de las frutas y semillas de las especies que caen dentro del agua (Kubitzki & Ziburski, 1993). Los adultos también se alimentan de zooplancton, pero su dieta está compuesta en mayor proporción por frutas y semillas. Aunque las semillas parecen ser las preferidas de estas especies, también ingieren una gran cantidad de frutas frescas.

Goulding (1980); Kubitzki & Ziburski (1993), encontraron que en muy pocas ocasiones las semillas de las frutas frescas eran masticadas por *C. macropomum*, succionando completamente la fruta y luego defecando la semilla. Goulding (1980), sugirió dos roles para los carácidos comedores de semillas, uno como agente predador y otro como dispersor de semillas. Sin embargo, esta hipótesis aún no ha sido comprobada en experimentos controlados.

Sistemas de Cultivo. Diferentes tipos de sistemas de cultivo están siendo usados en Latinoamérica, pudiendo ser clasificados en extensivos, semi-intensivos, o intensivos.

Acuicultura extensiva.-Desarrollada en lagos y reservorios en monocultivo o policultivo con carpa común, tilapia *Oreochromis niloticus*, boquichico *Prochilodus nigricans* y *Prochilodus ceaerensis*. La densidad de siembra en este sistema es menor a 0,5 peces/m² y empieza con juveniles de 5 cm de LT o más largos. El alimento suplementario para *C. macropomum* está compuesto por subproductos agrícolas. En Panamá, en 1988, 200 000 juveniles de *C. macropomum* fueron sembrados en el Lago Alajuela (Pretto, 1989). Aunque no se reportó información precisa de la pesca total en este lago, si fueron reportados peces con un promedio entre 3 y 10 kg el año 1991. En el Sur Este de Brasil, empleando los mismos procedimientos de siembra, se lograron pesos de 1,5 a 3,0 kg después de 13 meses. Novoa y Ramos (1982), reportaron cultivos de *C. macropomum* en áreas entre 300 y 6 800 m², en un sistema extensivo con un solo fertilizante orgánico

(estiércol de gallina ponedora a 2 000 kg/ha/año). Individuos de *C. macropomum*, con un peso de 46,6 g, fueron sembrados a una densidad de 0,38 peces/m². El crecimiento diario reportado fue de 1,68 g, siendo el peso final de 616,8 g y la producción total de 2 000 kg/ha/año.

Martínez (1984), testó el cultivo de *C. macropomum* con una alimentación sesgada a las frutas en estanques de tierra. La densidad de siembra reportada fue de 0,21 peces/m² y el peso individual inicial fue de 7,8 g. Después de 669 días, los peces alcanzaron un peso final de 1,8 kg, con una producción total de 2 700 Kg/ha/año.



Muestreo de alevinos.

Acuicultura semi-intensiva. Alevinos de *Colossoma macropomum* con peso de 6 g fueron transportados del Río Amazonas y sembrados a una densidad 2 077/ha en tres estanques de tierra de 355 m², localizados en Pentecoste, Brasil (Lovshin et al., 1980). Ambos estanques fueron fertilizados dos veces durante los primeros 6 meses, con 16 kg (450 kg/ ha) de estiércol de vacuno y cuatro veces con 600 g (16,8 kg/ ha) de triple superfosfato. Los peces fueron alimentados con dieta peletizada (29% de proteína cruda) 6 días por semana, a 3% de la biomasa total de peces del estanque. La tasa de alimentación fue ajustada mensualmente, basando la misma en el cálculo del crecimiento mensual determinado por los muestreos. Después de 405 días, 2 509 kg/ ha de *C. macropomum* fueron cosechados. El peso promedio fue de 1,25 kg (3,1 g/día). La tasa de supervivencia fue de 97 % y la tasa de conversión alimentaria de 3,1.

Valencia y Puentes (1989), testaron la producción de juveniles de *C. macropomum* en estanques de tierra de 200 m², con dos niveles de siembra (5 000 y 10 000/ha). Todos los peces fueron alimentados con alimento para pollos (23-27 % de proteína cruda) al 3% del peso total de los peces en cada tratamiento. El peso inicial fue de

32-57 g. Después de 300 días, *C. macropomum* con la densidad más baja, llegó a pesar 900 g y aquellos con densidad más alta llegaron a pesar 368 g. La tasa de conversión en ambas densidades fue de 2,9 después de 300 días. La producción promedio fue de 8 280 y 9 720 kg/ha/año, con la densidad más baja y más alta respectivamente.

En Brasil se ha logrado la producción de *C. macropomum*. Lovshin et al. (1980), experimentaron la producción de *C. macropomum* en estanques de tierra de 350 m² a dos niveles de densidad de siembra, usando alevinos producidos en la estación de Pentecoste, Brasil. Los peces fueron sembrados en estanques triplicados a un tasa de 10 000 y 15 000/ha con un peso promedio inicial de 24,5 g. Todos los peces fueron alimentados con alimento para pollos (17% de proteína cruda), con una tasa de 3% del peso total de los peces. Los peces fueron alimentados por las tardes, seis días por semana. Después de seis meses, los peces con más baja densidad lograron un peso de 619 g y aquellos con densidad más alta un peso de 424 g. La producción promedio fue de 6 683 y 9 391 kg/ha/año con la densidad más baja y más alta respectivamente.

Aparecido (1986), investigó el crecimiento y producción de *C. macropomum* usando estanques de 350 m². Usó cuatro tratamientos: control, fertilización (estiércol de pollo 2 500 kg/ha/año), maíz más fertilización y dieta preparada (20% de proteína cruda). Estos experimentos fueron realizados con tres densidades diferentes: 5 000, 10 000 y 20 000 peces/ha. Basándose en los resultados, sugirió que el cultivo de la gamitana debería desarrollarse en dos etapas: la primera destinada a la producción de peces de 200-300 g en 200 días de cultivo y la segunda etapa destinada para la producción de peces para el mercado (900 a 1 200 g). Propone una densidad de siembra para la primera etapa de 20 000/ha, alimentados con maíz más fertilización, usando en la segunda etapa alimento balanceado. No propone la densidad de carga para la segunda etapa.

Phelps & Popma (1980), experimentaron en Colombia el cultivo de *C. macropomum* en estanques de tierra de 200 m². Los peces fueron sembrados a una tasa de 10 000/ha, con un peso promedio de 25 g y alimentados con alimento peletizado para pollos (15% de proteína cruda), a una tasa de 3% de su peso total, 5 días/semana. La tasa de alimentación fue calculada cada dos semanas, basando la misma en muestreos con redes. Después de 6 meses, los estanques fueron drenados y todos los peces cosechados. La gamitana tuvo una producción de 7 647 kg/ha/año, con un promedio de peso individual de 443 g. La tasa de conversión alimentaria fue de 1,45 y el peso ganado de 2,3 g/día.

Da Silva & Melo (1984b), desarrollaron un experimento para determinar el crecimiento y la producción de *C. macropomum* alimentados con maíz. Tres estanques de tierra de 355 m² fueron estoqueados con peces que pesaban 74 g en promedio, cada uno a una densidad de 5 000/ha. Los peces fueron alimentados diariamente con el 3% de su peso total, seis días/semana. Los peces fueron alimentados con maíz quebrado durante los tres primeros meses y maíz completo los 9 meses restantes. Las tasas de alimentación fueron recalculadas mensualmente en base a los muestreos. Después de 365 días, se cosechó un promedio de producción de 4 740 kg/ha. El peso promedio de los peces fue de

948 g (2,18 g/día), la supervivencia fue de 92% y la tasa de conversión de maíz a pez fue de 4,1-1.

Peralta y Teichert-Coddington (1989), compararon en Panamá la producción de *C. macropomum* con tilapia del Nilo (*Oreochromis niloticus*), a dos densidades diferentes (2 500 y 10 000 peces/ha). Los tratamientos fueron triplicados en estanques de tierra de 870 m² y los peces fueron alimentados con dieta comercial (25% de proteína cruda) y cosechados después de 129 días. La producción promedio (kg/ha) para *C. macropomum* fue de 3 682 y 917 para las densidades altas y bajas respectivamente, y para tilapia del Nilo 3 361 y 917 para densidades altas y bajas, respectivamente. Concluyeron que el logro de cultivo de *C. macropomum* da resultados iguales o mejores que la tilapia del Nilo bajo las condiciones empleadas.

Da silva et al. (1978), en Pentecoste, Brasil, experimentaron la influencia de machos híbridos (hembra de *O. niloticus* x machos de *O. hornorum*) en policultivos con *C. macropomum*. Un diseño completamente randomizado se usó con dos tratamientos triplicados. Se sembraron individuos de *C. macropomum*, con un peso inicial de 25 g, en estanques de tierra de 355 m², a una densidad de 5 000/ha, al lado de 5 000 híbridos, machos de tilapia, con un peso inicial de 18 g. Los peces fueron alimentados con 3% del peso total de la gamitana. Se utilizó una dieta peletizada para pollos (17% de proteína cruda) como alimento seis días a la semana. Después de seis meses, el peso promedio de *C. macropomum* y tilapia híbrida fue de 485 y 245 g respectivamente. Hasta este tiempo la producción promedio fue de 2 393 y 1 209 kg/ha respectivamente y la tasa de conversión de 1,7.

Después de 365 días, el peso final fue de 1 189 y 748 g para *C. macropomum* y tilapia, siendo los niveles de producción de 5 640 y 3 299 kg/ha/año respectivamente. El crecimiento fue de 3,2 y 2,0 g/día para *C. macropomum* y tilapia, respectivamente. La tasa total de conversión fue de 2,8. La mortalidad fue de 5% y 11% para *C. macropomum* y tilapia respectivamente.

Para conseguir un conocimiento mayor sobre la influencia de los machos híbrido de tilapia en las crías de gamitana, Da silva et al. (1978), sembraron en triplicado, en estanques de tierra de 355 m² un equivalente a 10 000 individuos de *C. macropomum*/ha junto con 3 000, 4 000, y 5 000 tilapias híbridas/ha. El peso inicial de *C. macropomum* y tilapia fue de 39 y 13 g, respectivamente. Los peces fueron alimentados con dietas de pollo (17% de proteína cruda) en base solo al 3% del peso total de *C. macropomum* en cada tratamiento por 6 días/semana. Después de 360 días, el promedio total para el tratamiento con 3 000 híbridos fue de 9 550 kg/ha/año, y el tratamiento con 4 000 híbridos/ha fue de 10 084 kg/ha/año. El tratamiento con 5 000 híbridos/ha fue de 10 930 kg/ha/año. Este experimento demostró un aumento en la producción de peces en policultivo con insignificante efecto sobre el crecimiento de la gamitana.

En Gualaca, Panamá, individuos de *C. macropomum*, fueron cultivados asociados con camarón de agua dulce *Macrobrachium rosenbergii* (Pretto, 1989).

Los individuos de *Macrobrachium* fueron sembrados en estanques triplicados de 900 m² junto con *C. macropomum*. Las especies fueron sembradas a una densidad de 0,1 *Macrobrachium*/m² y 0,28 peces/m² con un promedio de peso de 6,8 y 80 g, respectivamente. Después de cinco meses de cultivo no se encontraron diferencias significativas entre el cultivo exclusivo de la gamitana y el cultivo de gamitana con camarón.

Da Silva (1983) y Pinheiro (1989), reportaron que de todos los experimentos de policultivo con *C. macropomum* en Brasil, los mejores resultados se obtuvieron con la combinación de *C. macropomum* a 5 000/ha, mas tilapia híbrida 5 000/ha y carpa común a 2 500/ha, todos alimentados con alimento para pollos (19% de proteína cruda). Este policultivo generó una producción de 13 558 kg/ha/año. Unos buenos resultados fueron también reportados con *C. macropomum* a 5 000 y 10 000/ha, mas tilapia híbrido a 3 000 y 10 000/ha. En todos estos experimentos la producción reportada fue de 8 878 - 11 106 kg/ha/año, usando alimento para pollo (19% de proteína cruda). Estos investigadores además reportaron estudios en los que *C. macropomum* fueron sembrados a 2 500/ha con tilapia híbrida a 5 000/ha mas carpa común a 2 500/ha, todos en asociación con chanchos (90 chanchos/ha sobre el estanque). Después de 89 días, *C. macropomum* creció de 44 a 360 g, los híbridos de tilapia de 30 a 360 g y la carpa común de 39 a 337 g. La producción total fue de 3 543 kg/ha/89 días y la conversión alimentaria fue de 2,2 (chanchos más peces). Solo los chanchos recibieron alimento, cuando *C. macropomum* y tilapia se alimentaban de la productividad natural y del estiércol de los chanchos.

Cultivo en jaulas o redes.- Nino & De Souza (1986), sembraron a una densidad de 100 a 150 *C. macropomum*/m³ en jaulas de redes de 6,5 m³. Esos peces fueron alimentados durante 324 días con alimento peletizado (40% de proteína cruda) los primeros cinco meses y con 30% de proteína cruda peletizada durante los últimos 174 días. La tasa de alimentación fue de 3,5% y 2,5% del peso total por cada periodo, respectivamente. La temperatura fue de 25C° y la concentración de oxígeno fue de 5 mg/L. Las tasas de crecimiento fueron de 1,37 y 1,31 g/días para las densidades más bajas y altas, respectivamente. La producción equivalente fue de 43,73 y 53,32 kg/m³/año.

Transporte de Larvas y Alevinos. Las larvas de *C. macropomum* no deberían ser trasladadas a largas distancias hasta que hayan llenado su vejiga natatoria y absorbido totalmente su saco vitelino (5-6 días después de la eclosión). Gomes *et al.* (2002), demostraron que lo ideal era trasladar 300 juveniles de 3-5 cm en 10 L de agua durante 10 horas, logrando cero mortandad. Los autores indican que el azul de metileno y sal (NaCl), son usados comúnmente durante el transporte, pero no indican los niveles de concentración.

Recomendaciones generales para el Cultivo de *C. macropomum*.

El buen cuidado de los reproductores es muy importante para asegurar la buena producción de huevos y juveniles. Los cultivadores deben proporcionar las condiciones

óptimas para el buen manejo del estanque, la calidad del agua y la alimentación adecuada.

El centro de reproducción debe estar localizado en lugares donde la temperatura promedio anual sea de 28°C (26-29°C) y el agua tenga las siguientes características:

pH= 6,5-8,0, concentración de oxígeno=5-9 mg/L, y dureza=20-80 mg/L. Si los parámetros están fuera de estos rangos se requiere manipulación química y física.

Los reproductores deben ser criados en estanques de tierra de 1 000-1 500-m², con 1-1,5 metros de profundidad. El desove no se logra hasta que la hembra del pez tenga 4 años y el macho tenga 3 años, edad en la que alcanzan un peso total de 3-5 kg. Los reproductores de *C. macropomum* deberían ser usados exclusivamente con una edad de 3 o 4 años, cuando su peso oscila entre 6 y 8 kg. La densidad de siembra de estos reproductores no debería exceder de 100-150 g/m², con un flujo de agua de 8L/s/ha.

Cuando la productividad del estanque es alta, se asegura un buen desove y se mejora la calidad de los huevos y los alevinos. Los reproductores son colocados en estanques previamente fertilizados con CaO (200g/m²/1vez) y fertilizante orgánico (estiércol de cerdo: 2 000 kg/ha/ha/año o de pollo 1 350 kg/ha/año). La adición de 30 kg/ha de óxido fosfórico (P₂O₅) necesita ser evaluada, no obstante, no es una característica habitual en el cultivo de la gamitana. Es necesario un control de la transparencia de los estanques, intentando mantenerla entre 18 y 30 cm de profundidad, con niveles de concentración del oxígeno sobre los 5mg/L.

El estado real del pez depende del programa alimenticio que programemos. El cultivo de *Colossoma macropomum* en condiciones de baja calidad de agua, con raciones muy bajas, pobre calidad de su alimento y aguas con baja temperatura, produce pocos huevos, baja calidad de esperma, no reproduciéndose en el peor de los casos.

La cantidad de alimento proporcionada a *C. macropomum* depende de la temperatura del agua y la medida del reproductor. Sobre los 26°C, la ración suministrada debería ser de 2,5% del peso húmedo total por día, pero cuando la temperatura baja a 24°C o menos, debería ser de 1-1,5 %. Normalmente la ración debería ser de 2,5% del peso húmedo hasta el desove, luego reducirla a 2%. Los reproductores deberían ser alimentados con una dieta que contenga por lo menos, 28% de proteína por 8 meses después del desove. Los siguientes ingredientes, que son comunes en los cinco países, son sugeridos para este periodo: harina de pescado (10%), pasta de soya (40%), moyuelo de trigo (25%), harina de maíz (24%), y vitaminas/minerales Premix (1%). Mientras no haya un mayor número de estudios al respecto, se debería administrar a los reproductores una dieta de por lo menos 30% de proteína cruda, dos meses antes y dos meses después del desove.

Diferenciar los machos de las hembras de *C. macropomum*, antes de su maduración, es muy difícil. Sin embargo, justo antes del desove, hembras y machos

pueden diferenciarse por sus características externas. Las hembras presentan un estómago abultado, suave; papila genital rosada y dilatada; y el macho con una presión sobre el abdomen eyacula blanco, denso y abundante semen. Este es el mejor camino para seleccionar reproductores maduros sin excesiva manipulación. Antes del primer desove, los acuicultores deben separar los machos de las hembras. Se colocan bandas de diferentes colores alrededor del pedúnculo caudal para diferenciar los diferentes reproductores.



Si se usa el método que selecciona los reproductores, las características priorizadas deberían incluir el mejor crecimiento, la mejor conversión alimentaria, los periodos y el tiempo de desove y las tasas de mayor supervivencia de las larvas. Para evitar la reproducción entre familiares directos (retrocruce), los piscicultores deben seleccionar sus reproductores al azar entre una extensa población. La introducción de reproductores provenientes del medio natural, ayuda a mejorar la diversidad genética de los mismos y evita el cruce y su degradación genética.

El desove de *C. macropomum* es artificial y se desarrolla extrayendo manualmente los productos sexuales de los peces. El desove se induce con inyección de hormonas. *C. macropomum* debe estar muy cerca para el desove, porque la hormona lo que hace es liberar más rápido los productos sexuales y no el proceso de maduración gonadal. El

método de inducción usado con mayor frecuencia es la inyección del extracto de hipófisis de carpa (CPE sus siglas en Inglés). La hipófisis de carpa es finamente molida, disuelta en suero y el sobrenadante es inyectado intraperitonealmente. La primera dosis debe ser de 0,5 mg/kg del peso total de la hembra en 0,5 ml de solución fisiológica salina. La segunda dosis consiste en inyectar 5 mg/kg/peso total después de un intervalo de 14 h. El macho solo recibe una simple dosis de 1-1,5 mg/kg de peso total al mismo tiempo en que las hembras reciben la segunda dosis. Con esas condiciones, la ovulación y desove podrían ocurrir a 240 horas-grado contados desde la última inyección. Si se usa hormona homoplástica (*C. macropomum*) o heteroplástica (*Prochilodus spp*) del medio natural uno debe seleccionar esas que fueron recolectadas 1 mes antes de la época de desove del medio natural o de los estanques. El uso de GnRHa puede ser usada si está disponible y puede ser suplementada con Domperidone. La dosis de GnRHa (LHRHa) debería ser de 5-10 mg/kg/peso total para las hembras y de 3-5 mg/kg/peso total del macho en dos dosis, con 10 h de intervalo. La duración del desove depende del grado de temperatura, estado de madurez, y otros factores controlados por los especialistas (como tipo de hormona usada).

El mejor camino para controlar el desove es observando los reproductores después de los 200 horas-grado de la última inyección. Las hembras están listas para desovar cuando empiezan a seguir al macho y mueven rápidamente su aleta dorsal y caudal. Durante este tiempo, ellas desprenden algunos huevos (20-50) en el tanque. Para las hembras que están desovando por primera vez, es mejor esperar 10 minutos para permitir la liberación de más huevos.

El uso de anestésicos (20 ppm de Quinaldina o 100 ppm de MS-222) es lo más recomendado para los investigadores; sin embargo, *C. macropomum* es un pez de fácil manipulación y puede ser manipulado sin anestesia para conseguir la expulsión de los elementos sexuales.

Cuando se presiona para expulsar los óvulos o espermatozoides se colocan los reproductores con el estómago hacia abajo sobre una bandeja de plástico y se presiona con suaves masajes del estómago hacia atrás del reproductor forzando a los gametos a salir. Si los óvulos o espermatozoides no fluyen libremente, el pez no está suficientemente maduro y no se deben usar. La fertilización de los huevos se desarrolla con el método seco (no se introduce agua antes de que los huevos estén en la bandeja). La fertilización de los óvulos se desarrollan de la siguiente manera: 1) El esperma es adicionado a los óvulos (1 mL de esperma/100 gramos de óvulos) y mezclado con una pluma por 25 s; 30 ml de agua/200g de huevo es luego adicionado a la bandeja; 2) Los gametos son continuamente mezclados por otros 50 s; 3) Se adiciona 50 mL agua/200g de huevos. 4) Después de 30s, 200 mL de agua/200g de huevo es adicionada; y finalmente, 5) Después de 20s, 200 mL agua//200 g de huevos es adicionado. La duración de todas estas etapas no debe ser mayor de 3 min. Usualmente, los huevos fecundados son puestos en una incubadora de 50L (Woynarovich) a una densidad de 1,66 huevos/L (70-90g/incubadora). El factor que afecta mayormente a los huevos en esta etapa es el flujo de agua, la intensidad de la luz, la temperatura y la concentración de oxígeno. El flujo de agua al inicio de la incubación

debe estar entre 0,8-1,0 L/min, y después de 5 h, debía aumentar a 3-4 L/min. Es importante evaluar el desarrollo de las larvas después de 5 horas de incubación para determinar la tasa de desarrollo larval.



Expulsando óvulos.

Para el control del periodo de incubación se puede usar la unidad horas-grado que es igual a $N^{\circ}\text{C} \times N \text{ días}$ (horas-grado). Si la temperatura está alrededor de los 29°C , la eclosión de los huevos debería realizarse después de 12 h de la incubación. Las larvas pueden estar en la incubadora por 4 o 5 días después de la eclosión hasta que hayan absorbido su saco vitelino y empiecen a recibir alimento vivo o preparado balanceado



Laboratorio. Incubadoras.

Sin embargo, el mejor sistema es el uso de una incubadora de 200-L en donde las larvas son sembradas por 5-10 días después de la eclosión. Desde este momento, las larvas están listas para ser sembradas en estanques de larvicultura previamente preparados con CaO (100-150 g/m²) y estiércol de pollo (200g/m²). Antes de que las larvas sean sembradas en los estanques, se debería filtrar 100 L de agua de los estanques, con una malla de 60 micras y luego adicionar formalina, si los sedimentos de zooplancton es igual a 2-3 mL, el estanque está listo para recibir las larvas. El estanque debería ser fertilizado el mismo día del desove. También es importante controlar el zooplancton y los depredadores del estanque. Un día después de la fertilización y próximo a la hora de eclosión, el estanque es tratado con insecticidas para matar copépodos y ostrácodos. Esto permitirá la producción de una alta población de rotíferos. Las larvas de *Colossoma macropomum*, no deberían ser introducidas al estanque, antes de los 5 días desde la aplicación del insecticida. Alternativamente, es posible usar jaulas de red, instaladas en el estanque donde las post-larvas son sembradas a una densidad de 10-18/L por cinco días y alimentadas con nauplios de *Artemia salina*. Sin embargo, tiene alta mortalidad que el método usando insecticida. Para el control de odonatos, es necesario aplicar subproductos del petróleo una semana después de sembradas las larvas.

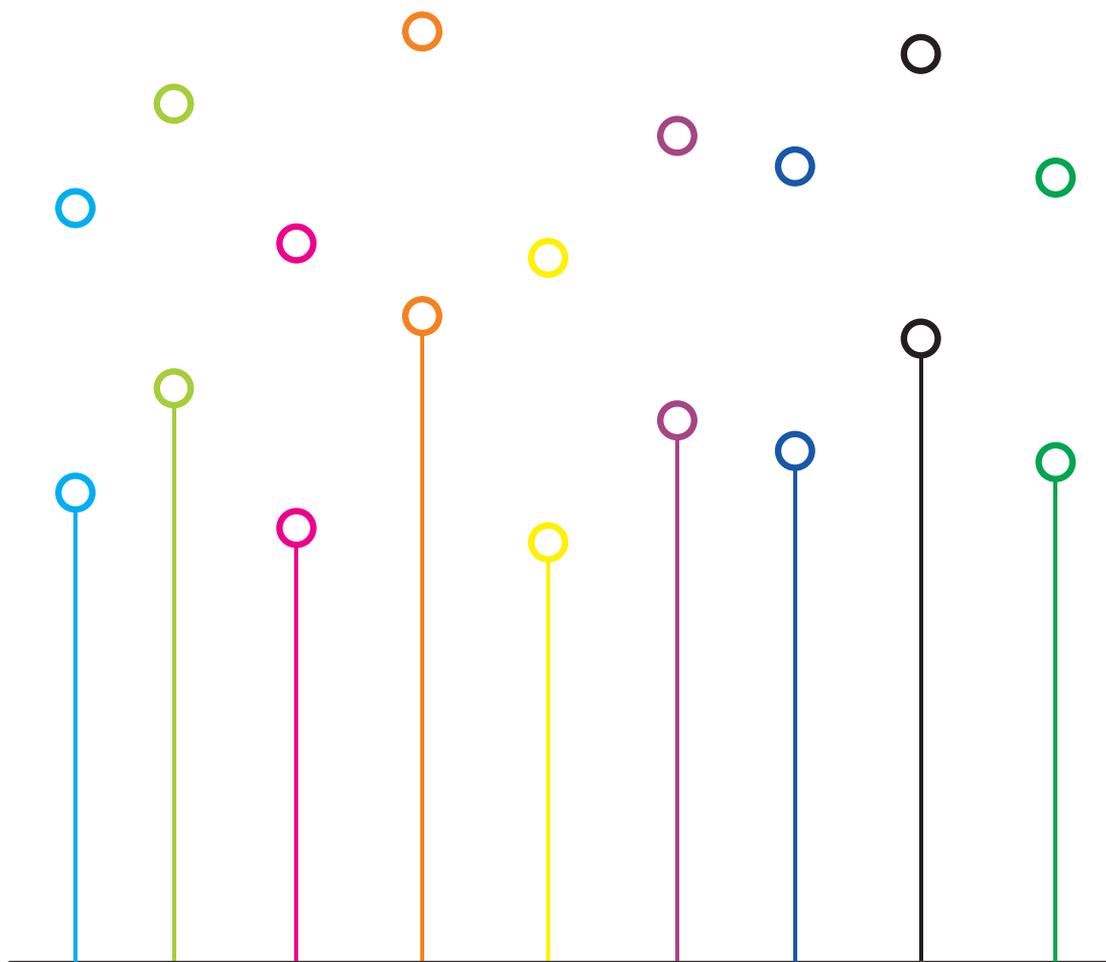
Las larvas son sembradas a una densidad de 100-150/m² y la expectativa es que tengan una supervivencia de 30-70% después de 30 días. Durante los primeros 10 días, se les alimenta con una dieta de 40-50% de proteína cruda: harina de pescado (50%), pasta de soya (25%), levadura ((20%), leche en polvo (3%), y vitaminas y minerales (2%). Para los próximos 20 días, deberían ser alimentadas con una dieta de 32% de proteína cruda. Las larvas son alimentadas con un equivalente a 0,5, 1, 2, y 3 kg de alimento/100 000 larvas/día desde la primera hasta la cuarta semana respectivamente. Las medidas del alimento después de los 5 días de la siembra, debe ser menor que 0,20 mm (seco), luego, entre los días 6 a 14, el alimento debería tener un diámetro de 0,30-0,42 mm, y después de 15 días de la siembra, la medida debería ser entre 0,42-0,50 mm, y finalmente después de 25 días, el pez puede ser alimentado con partículas de 1.5 a 2 mm. Después de 30 días, *C. macropomum* tienen una longitud total entre 2 y 3 cm y están listos para ser estoqueados en estanques de producción.

Los estanques de producción son preparados de la misma manera que los preparados para los reproductores y producción de larvas. En monocultivo, los alevinos (2-3 cm de LT), deberían ser estoqueados a una densidad de 1 pez/m². En policultivos debería ser de 0,7 *C. macropomum* + 0,3 *Prochilodus*/m² (combinando peces a 1 pez/m²). La duración del cultivo es un año.

Después de ese periodo, *C. macropomum* debería tener un peso de 0,8-1,2 kg, que es aceptable para el mercado. Sin embargo, en algunas regiones de Latinoamérica, *C. macropomum*, son comercializados con pesos menores a estos (0,25-0,50 kg).

EL FUTURO

Colossoma macropomum presenta excelentes características para el desarrollo de la acuicultura en Latinoamérica. Su tasa de crecimiento, su habilidad para utilizar dietas con alto contenido en carbohidratos y proteínas vegetales, su resistencia a condiciones de baja calidad del agua y la alta calidad de su filete, son algunas de las características que le permiten ser una especie apta para la acuicultura. Además, el cultivo de *Colossoma* y *Piaractus spp.*, reduciría la presión de la pesca sobre estas especies nativas, ya que juegan un rol importante en la dispersión de semillas del bosque inundable (Araujo-Lima & Goulding, 1977). La acuicultura de *C. macropomum* y las especies relacionadas, son económica, ecológica y nutricionalmente beneficiosas para los habitantes de la cuenca amazónica.



REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Aparecido, F. 1986. Monocultivo do tambaqui *Colossoma macropomum*: detenimento da carga máxima sostenida em diferentes intensidades de produção. Síntese Dos Trabalhos Realizados com Espécies Do Gênero *Colossoma* Março/82-Abril/86. Projeto de Aquicultura. Pirassununga. Brasil 3:21.
- Alcántara, F. 1985. Reproducción inducida de gamitana *Colossoma macropomum* (Cuvier 185). Disertación Doctoral. Universidad Nacional de Trujillo, Trujillo, Perú.
- Araujo-Lima, C., & Gouding, M. 1997. So fruitful a fish: ecology, conservation, and aquaculture of the Amazon's tambaqui. Columbia University Press, New York.
- Ascon, G. 1988. Trabajos de investigación pesquera en Selva Alta Perú. Informe Técnico Anual en el Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Iquitos, Perú.
- Barbosa, J. 1986. Espécies do Gênero *Colossoma* (Pises, Caracidae), importantes para piscicultura em regiões tropicais. Centro de Pesquisas e Treinamento em Aquicultura Síntese Dos Trabalhos Realizados Com Espécies Do Gênero *Colossoma* Março/82-Abril/86. Projeto de Aquicultura, Pirassununga, Brasil 3:8.
- Batista, M., De Araujo, M., & Senhorini. 1986a. Alimento vivo (Fito e Zooplancton) na criação de larvas das espécies do género *Colossoma*. Síntese dos Trabalhos Realizados com Espécies do Gênero *Colossoma* Março/82-Abril/86. Projeto Aquicultura, Pirassununga, Brasil 3:15.
- Batista, M., De Araujo, M., & Senhorini. 1986b. Criação de larvas de especies do género *Colossoma*, em redes beçários. Síntese dos Trabalhos Realizados com Espécies do Gênero *Colossoma* Março/82-Abril/86. Projeto Aquicultura. Brasil 3:16.
- Bello, R., Gonzáles, L., La Grave, Y., Pérez, L., Prada, N., Salaya, J., & Santacana, J. 1989. Monografía sobre el cultivo de la cachama (*Colossoma macropomum*) en Venezuela. Pages 144-167 in R. A. Hernández, editor. Primera Reunión Grupo de Trabajo, Junio 1988, Pirassununga, Brasil.
- Bermúdez, D. 1979. Observaciones sobre el desarrollo embrionario de la cachama: *Colossoma macropomum*. Extensión Universitaria Barquisimeto, Venezuela Serie 1:2.
- Boyd, C. 1990. Water quality in ponds for aquaculture. Department of Fisheries and Allied Aquacultures. Auburn University. Birmingham Publishing Co. Alabama.
- Britski, H. 1991. Taxonomía dos generos *Colossoma* e *Piaractus*. Museo de Zoología USP. Brazil. II Reunión del Grupo de trabajo de *Colossoma*, Red Regional de

Aquicultura. CIID_Canada. Editorial A. Hernandez: 12-21.

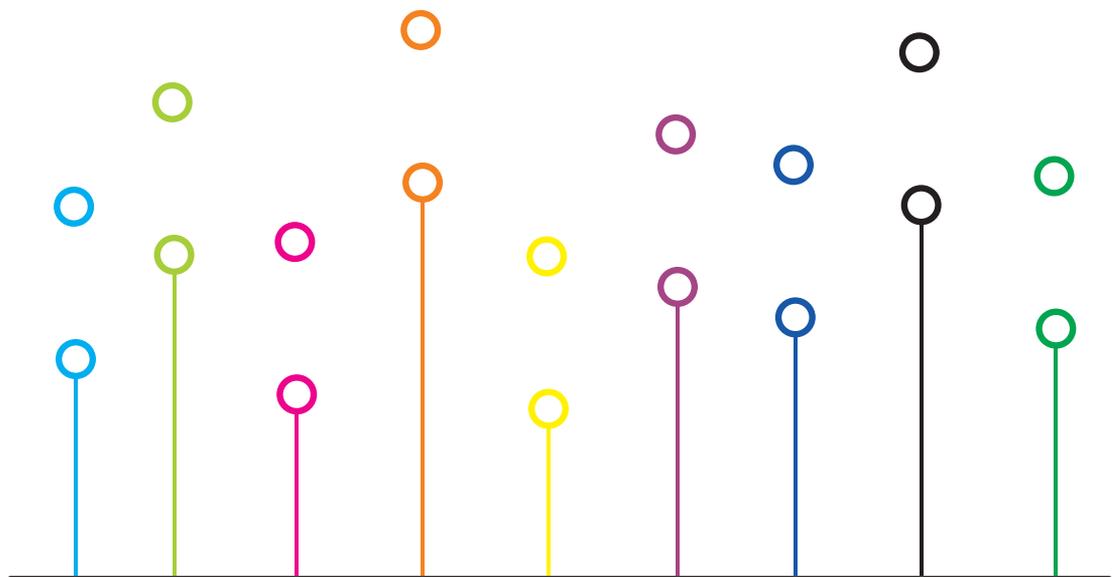
- Browder, L., Rickson, C., & Jeffery, W. 1991. Developmental biology. Third Edition. Souder College publishing, pages 28-193.
- Campos, L. 1985. Bioecología de los principales peces de consume en Jenaro Herrera. Informe Técnico Anual. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Iquitos, Perú.
- Campos, L. 1986. Manual de Piscicultura Tropical. Published by the Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Iquitos, Perú.
- Campos, L. & Tello, H. 1989. ESTUDIO Técnico Económico producción de alevinos de gamitana. Lecture of the I Encuentro con Inversionistas en Lima, Perú. Editor Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), Iquitos, Perú.
- Campos, L., López, J., & Kohler, C. 1992 Ecology and migration of gamitana *Colossoma macropomum*. Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana (IIAP), report.
- Cantelmo, A., & De Sousa, A. 1986a. Restricciones Quanto Ao Uso Do Produtos E Sub-Productos Na Agroindustria na dieta para o genero *Colossoma*. Sintese Dos Trabalhos Realizados com Species Do Genero *Colossoma* Marz/82 Abril/86. Editor Proyecto Aquicultura, Pirassununga, Brazil.
- Cantelmo, A., & De Sousa, A. 1986b. Elaboracao do uma formula do PREMIX vitamínico e minerais para o genero *Colossoma*. Sintese Dos Trabalhos Realizados com Species Do Genero *Colossoma* Marz/82 Abril/86. Editor Proyecto Aquicultura, Pirassununga, Brazil.
- Carolsfeld, J. 1989. Reproductive physiology and induced breeding of fish as related to culture of *Colossoma macropomum*. I Reunion de Grupo de Trabajo Técnico Cultivo de *Colossoma* Pirassununga, Brazil. 1988. Editor A. Hernandez: 37-63.
- Castagnolli, N., 1991. Handbook of nutriet requirement of finfish: Brazilian Finfish, tambaqui, pacu and matrinha. Mississipi State University. Editor R. Wilson CRC Press: 31-34.
- Da Costa, M. & De Melo, C. 1986. Uso de insecticida organofosforado na selección de zooplanton. Observacao preliminar. Sintese Dos Trabalhos Realizados con especies do genero *Colossoma* Marz/82 Abril/86. Editor Proyecto Aquicultura, CEPTA, Pirassununga, Brazil.
- Da Silva, A., Carneiro, A., & Melo, F. 1976. Contribucao ao estudo sobre o uso da hipófise da curimata común *Prochilodus caearensis* na reproducao artificial do tambaqui *Colossoma macropomum*, Cuvier 1818. Editor Centro de Pesquisas Ictiologias Rodolpho Von Ihering, Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), Fortaleza, Brazil.
- Da Silva, A., 1983. Cultivo de gamitana *Colossoma macropomum*, e híbridos in Centro
-

- de Pesquisas Ictiologias rodolpho Von Ihering, Departamento Nacional de Obras Contra as Secas (DNOCS), Fortaleza, Brazil.
- Da Silva, A., Carneiro, A., Melo, F., & Lovshin, L. 1978. Mono y policultivo intensivo do tambaqui, *Colossoma macropomum*, e da pirapitinga *C. biddens*, com o hybrido macho das tilapias *S. niloticus* y *S. hornorum*. Editor II Simposium de la Asociación Latinoamericana de Acuicultura, Mexico D.F. 1978.
- Da Silva, A., & Melo, F. 1984a. Contribucao ao estudo do cultivo intensivo do tambaqui *Colossoma macropomum* alimentado com turba da babacu *Orbigna martiniana*. Anais do III Simposium do Acuicultura, Editor Universidad Federal Sao Carlos: 147-155.
- Da Silva, A., & Melo, F. 1984b. Contribucao ao estudo do cultivo intensivo do tambaqui *Colossoma macropomum* com utilizao do milho *Zea mais*. Anais do III Simposium do Acuicultura, Editor Universidad Federal Sao Carlos: 157-161.
- De Almeida, T., Forest, F., Bernardino, G., De Cassia, R., & Ferrari, A. 1986. Estudos Citogeneticos em *Colossoma mitrei*, *Colossoma macropomum* e seus hibrido interespecifico. Sintese Dos trabalhos realizados com especie do genero *Colossoma* Marzo/82 Abril/86. Editor Proyecto Aquicultura. Pirassununga, Brazil.
- De Almeida, T. 1986. Estudos genéticos com pacu *P. mesopotamicus*, tambaqui *Colossoma macropomum* e seus hibrido. II Reunion del Grupo de Trabajo de *Colossoma*, Red Regional de Aquicultura. CIID-CANADA. Editor A. Hernandez: 22-26.
- De Moraes, F., De Araujo, N., & Senhorini, J. 1986a. Sobrevivensa de larvas de *Colossoma macropomum* en tanques tratados com organofosforados (Folidol 60%). Sintese Dos Trabalhos realizados com especie do genero *Colossoma* Marzo/82 Abril/86. Editor Proyecto Aquicultura. Pirassununga, Brazil.
- De Moraes, F., De Araujo, N., & Senhorini, J. 1986b. Criacao de larvas do especies do *Colossoma macropomum* em redes bercarias. Sintese Dos Trabalhos realizados com especie do genero *Colossoma* Marzo/82 Abril/86. Editor Proyecto Aquicultura. Pirassununga, Brazil.
- Food and Agriculture Organization (FAO). 1977. Inland fisheries investigation and development. FAO Bulletin 8:3-4.
- Ferraz de Lima, J. & Castagnolli, N. 1989. Reproducao, larviculture e genética. Cultivo de *Colossoma*: Primera Reunión grupo de Trabajo Tecnico. Junio 1988. Pirassununga, Brazil. Editor A. Hernandez: 315-322.
- Fontanele, O. 1977. Contribucao para o conhecimento da biología da curimata *Prochilodus argenteus*. Published by Dirección de Obras Contra as Secas (DNOCS) 165: 215-228.
- Gomes, L. C., Roubach, R., & Araujo-Lima, C. 2002. Transportation of tambaqui juveniles
-

- (*colossoma macropomum*) in Amazon: main problems. *World Aquaculture* 33(1): 51-53.
- Goulding, M. 1980. The fishes and the forest. Explorations in Amazonia natural history. University of California Press. Berkeley.
- Goulding, M., & Leal, M. 1982. Life history and management of the tambaqui *Colossoma macropomum*, Characidae. An Important Amazon foods fish. *Revista Brasileira de zoología*; Sao Paulo 1(2):107-133.
- Guimaraes, M. and Senhorini, J. 1985. Apostila sobre criaçao de larvas e alevinos. Editor Centro de Pesquisas e treinamento (CEPTA), Pirassununga, Brazil.
- Hernández, A. 1991. Perspectivas del desarrollo del cultivo de *Colossoma* y *Piaractus* en América Latina. Published by II Reunión de Grupo de Trabajo Técnico en *Colossoma* de la Red Regional de Entidades y centros de acuicultura de America Latina (CIID-CANADA).
- Hilder, L. & Bortone, F. 1977. Propagation artificial de cachama *Colossoma macropomum*. Symposium de la Asociation Latinoamerica de Acuicultura. Editor Ministerio de Agricultura y Cría, Venezuela.
- Kubitzki, K., & Ziburski, A. 1993. Seed dispersal in floodplain forest of Amazonia. *Biotropica* 26: 30-43.
- Lovshin, L., Da Silva, A., Carneiro, S., & Melo, F. 1980. Situacion del cultivo de *Colossoma* en Sudamerica. International Center for Aquaculture. Auburn Alabama, USA. *Revista Latinoamericana de Acuicultura*, Peru 5: 1-36.
- Lowe-McConell, R. H. 1975. Fish communities in tropical freshwater: seasonal rivers in the tropic, ecological condition and fish communities. Lonman Inc. London and New York: 80-103.
- Lundberg, J., Machado, A., & Kay, R. 1986. Miocene Characid fishes from Colombia: evolutionary status and extirpation. Instituto de Zoología tropical. Editor Universidad Central de Venezuela. *Science* 234: 208-209.
- Machado, A. 1982. Estudio sobre la subfamilia Serrasalmidae (teleostei, characidae). Parte 1. Estudio comparativo de juveniles de las cachamas de Venezuela (géneros *Colossoma* y *Piaractus*). *Acta Biológica Venezolana* 11 (3): 1-101.
- Martínez, M. 1984. El cultivo de las especies del género *Colossoma* en América Latina. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO-ONU). Published by the Oficina Regional para América Latina y el Caribe, Santiago de Chile.
- Nino, M., & De Souza, J. 1986. Cultivo de tambaqui *Colossoma macropomum* en Gaiolas. Sintese Dos Trabalhos realizados com especie do genero *Colossoma* Marzo/82 Abril/86. Editor Proyecto Acuicultura. Pirassununga, Brazil.
- Novoa, D., & Ramos, F. 1982. La piscicultura extensiva en el medio de la Región de
-

- Guyana. Pages 129-148 in D. Novoa, editor. Los Recursos Pesqueros del río Orinoco y su Explotación. Corporación Venezolana de Guyana. Caracas.
- Peralta, M., & Teichert-Coddington, D. R. 1989. Comparative production of *Colossoma macropomum* and *Tilapia nilotica* in Panama. Journal of the World Aquaculture Society 20: 236-239.
- Phelps, R. P., & Popma, T. 1980. Final report of the Colombia aquacultural development projet. International Center for Aquaculture, Department of Fisheries, Auburn University, Auburn, Alabama.
- Pinheiro, J. 1989. Cultivo de *Colossoma* em (Corporación del valle de San Francisco (CODEVSF). I Reunión de Grupo de Trabajo Técnico en *Colossoma* 1988. Pirassununga, Brazil. Editor A. Hernandez: 258 – 275.
- Pretto, R. 1980. Estado actual de la acuicultura en Panamá. Revista latinoamericana de Acuicultura, Peru 5: 1-36.
- Pretto, R. 1989. Situación del cultivo de *Colossoma* en Panamá. I Reunión de Grupo de Trabajo Técnico en *Colossoma* 1988. Pirassununga, Brazil. Editor A. Hernandez: 169-190.
- Rugh, R. 1968. Citochemical test in embryos: experimental fish embryology. American Museum of natural History, USA., pages 345-403.
- Saint-Paul, U. 1983. Investigations on the respiration of the Neotropical fish, *Colossoma macropomum*. The influence of weight and temperature on the routine oxygen consumption. Amazonia 7: 433-443.
- Saint-Paul, U. 1984. Biological and physiological investigations of *Colossoma macropomum*. New species for fish culture in Amazonia. Asociación Latinoamericana de Acuicultura 5: 501-518.
- Saint-Paul, U. 1985. Investigations on the seasonal changes in the chemical composition of the liver and contidition fromneotropical characid fish *Colossoma macropomum* (Serrasalmidae). Amazoniana 148: 23-26.
- Saint-Paul, U. 1986a. the Neotropical Serrasalmid *Colossoma macropomum*, a promising species for fish culture in Amazonia, University of Hamburg, Germany. Analysis, Research and Development 20.
- Saint-Paul, U. 1986b. potential for aquaculture of South American fresh water fishes: review. Aquaculture 54: 205-240.
- Saint-Paul, U. & Soares, M. 1987. Diurnal distribution and behavioral responses of fishes to extreme hypoxia in an Amazon Floodplain lake. Environmental Biology of Fishes 20: 15-23.
- Saint-Paul, U. 1988. Diurnal routine oxygen consumption at different oxygen concentration by *Colossoma macropomum* and *Colossoma brachypomum* (Serrasalmidae). Comparative Biochemistry Physiology 89: 675-682.
-

- Saint-Paul, U. & Soares, M. 1988. Ecomorphological adaptations to oxygen deficiency in Amazon Floodplain by serrasalmid fish of the genus *Mylossoma*. *Fish Biology* 32: 231-236.
- Saint-Paul, U., Jedicke, A., Furrch, B., & Schliter. 1989. Increase in the oxygen concentration in Amazon water resulting from root exudation of two notorious plants, *Eichornis* (Ponderaceae). *Amazoniana* 11: 53-59.
- Valencia, R., Chaparro, N., & Fadul, M. 1986. Aplicaciones hormonales para la reproducción artificial de la cachama negra *Colossoma macropomum* (Cuvier 1818) cachama blanca *Colossoma bidens* Spix 1823). Editor Instituto Nacional de los Recursos Naturales Renovables y del Medio Ambiente (INDERENA), Atlántico, Colombia.
- Valencia, O., & Puentes, R. 1989. El cultivo de la cachama *Colossoma macropomum*. I Reunión del Grupo de Trabajo Técnico 1088, Pirassununga, Brazil. Editor A. Hernandez: 116-142.
- Van der Meer, M. B. 1997. Feeds and feeding strategies for *Colossoma macropomum* (Cuvier 1818). Fish growth as related to dietary protein. Doctoral dissertation. Wageningen Agricultural University. Printed by Ponsen & Looijen, Wageningen, Netherlands.
- Werder, U. & Soares, G. 1982. Age Determination by sclerite number, and scale variation in six fish species from the central Amazon (Characidae). *Amazoniana* 8: 395-420.
- Woynarovich, E. 1986. Propagacao artificial e criancao do alevinos de tambaqui *Colossoma macropomum*. Editor corporación del Valle de San Francisco (CODEVASP), Brazil.





Luis Exequiel Campos Baca es biólogo, doctor en ciencias ambientales por la Universidad Nacional de Trujillo y máster en ciencias por la Universidad de Illinois. Profesor principal de la Universidad Nacional de la Amazonía Peruana en la ciudad de Iquitos y Secretario Técnico de la Comisión Nacional Permanente del Tratado de Cooperación Amazónico. Actualmente se desempeña como Presidente del Instituto de Investigaciones de la Amazonía Peruana. Ha ejercido los cargos de Congresista de la República Peruana, Presidente de la Comisión de

Biodiversidad y Ambiente del Parlamento Amazónico, Presidente del Consejo Nacional del Ambiente y del Foro Peruano del Agua. Ha sido distinguido con numerosos premios y reconocimientos, como el Premio internacional *WATSON Scholar* de la Brown University en Estados Unidos y el Premio *Simón Bolívar* otorgado por la Universidad Nacional de Trujillo en el Perú, entre otros. Es autor de numerosos trabajos científicos y publicaciones relacionadas con la Amazonía y el desarrollo acuícola de la región.

