

ASPECTOS SOBRE LA REPRODUCCION ARTIFICIAL DE PECES MARINOS.

NICOLAS CHAPARRO MUÑOZ.

M. Sc. en Acuicultura.

Docente-Investigador Universidad del Magdalena.

Santa Marta Colombia.

e-mail: nchaparro41@hotmail.com

RESUMEN.

En Colombia han sido muy pocas las investigaciones encaminadas a evaluar aspectos reproductivos en las especies de peces marinos y menos aún desde el punto de vista de la reproducción artificial y el cultivo. La diversificación de la acuicultura marina nacional se ha visto limitada por la carencia de paquetes tecnológicos que permitan la reproducción y el cultivo comercial de peces, esto a pesar de que existe cantidad de especies marinas en nuestros litorales susceptibles de ser cultivadas, se cuenta además con abundantes bahías, lagunas costeras y estuarios, donde se podrían instalar jaulas flotantes, corrales y estanques para realizar el cultivo de las mismas.

Es urgente lograr la reproducción en cautiverio de especies tales como el róbalo *Centropomus* sp, el pargo rojo *Lutjanus analis*, la cobia o bacalao *Rachycentron canadum*, el mero *Epinephelus itajara*, bien sea con padrotes capturados del medio natural y luego de someterlos a aclimatación someterlos a la acción de inductores hormonales o con peces mantenidos en cautiverio y que desoven naturalmente en estanques. Referente a los aspectos metodológicos se deben contemplar actividades tales como la captura, transporte y selección de reproductores. Se debe aprender a manejar el agua de mar, ya que este debe poseer excelente calidad en cuanto a filtración y esterilización, sobre todo para su uso en procesos de incubación y larvicultura. Las larvas obtenidas deben ser manejadas con estrictos protocolos relacionados la temperatura, intensidad de la luz, recambios de agua; su nutrición se hace con diferentes tipos de alimento vivo como microalgas, rotíferos, copépodos y *Artemia salina*. Parte del alimento es previamente enriquecido con ácidos grasos.

INTRODUCCIÓN.

En el mundo la actividad acuícola en aguas salobres y saladas se ha incrementado y ambas se orientan al mercado de exportación. Para 1998; de la producción acuícola mundial el 35% correspondió a la maricultura y de esta solo un 8% al grupo de peces. En los últimos años, las tasas de capturas de peces han venido experimentado un descenso apreciable, lo que pone de manifiesto que si se busca un desarrollo de la pesca este debe estar basado en una información que identifique en forma clara los factores limitantes del aprovechamiento de algunos recursos naturales por parte de la comunidad, así como los peligros de sobrepesca de otros (Barros et al., 1996).

A pesar de que los recursos pesqueros explotados continúan disminuyendo debido a que las poblaciones están siendo sobreexplotadas y su potencial de incremento es muy bajo, la producción mundial acuícola va en aumento, lo que se debe al crecimiento que ha tenido

en los últimos tiempo la acuicultura (Rana y Immink, 2000). La mayor parte de la producción acuícola esta representada en su mayoría por los ambientes de agua dulce quedando la maricultura relegada a un segundo plano.

A través de la historia en Colombia han sido muy pocas las investigaciones encaminadas a evaluar aspectos reproductivos en las especies de peces marinos y menos aún desde el punto de vista de la reproducción artificial y cultivo. La mayoría de los esfuerzos han sido dirigidos a estudios de taxonomía y distribución. Teniendo en cuenta que la diversificación de la acuicultura marina nacional se ha visto limitada por la carencia de paquetes tecnológicos que permitan la reproducción y el cultivo comercial de peces, muy a pesar de que existen cantidad de especies marinas en nuestros litorales diferentes al camarón susceptibles a ser cultivadas, y teniendo en cuenta que se tienen abundantes bahías, lagunas costeras y estuarios donde se podrían instalar jaulas flotantes, corrales y estanques para realizar el cultivo de las mismas. El país estaba en mora de tener una verdadera escuela, con profesionales e investigadores que inicien una nueva etapa en relación con la reproducción artificial de peces marinos, esto esta cambiando ya que en investigaciones recientes se logró el desove, larvicultura y levante de cobias, ante el esfuerzo de los grupos de CEINER en Islas del Rosario y el centro de Investigaciones en acuicultura-Ceniagua .

REPRODUCCION DE PARGOS (*Lutjanus* sp).

En Asia y en algunos países americanos como Estados Unidos, el cultivo experimental de diferentes especies de pargos (Familia Lutjanidae) se realiza con relativo éxito, entre estos países están Martinica, Cuba y Venezuela (Watanabe et al.,1998; Thouard et al., 1989; Colura et al., 1991. citados por Valverde y Gamboa, 2003), siendo una realidad comercial en Singapur, Filipinas y Tailandia, donde se cultiva en jaulas y estanques el pargo manglero *Lutjanus argentimaculatus* y el pargo dorado *L. mahogoni* con excelentes resultados (Garret ,1994; Chaitanawisuti y Piyatiratitivorakul 1994, citados por Valverde y Gamboa 2003); estas especies según literatura crece bien a densidades de 100 a 200 individuos/m³ y se reproducen en cautiverio, ya sea espontáneamente o utilizando hormonas gonadotrópicas en dosis muy bajas de 400-1500 UI/kg (Emata et al., 1994; Singhagraiwan y Doi, 1993. Todos citados por Valverde y Gamboa, 2003). La cría larvaria de estas especies se ha realizado en forma exitosa utilizando rotíferos y copépodos como primer alimento, produciendo miles de juveniles para su engorde en la actividad comercial (Duray et al., 1996); citados por Valverde y Gamboa, 2003).

Captura y Transporte de reproductores.

La talla de los reproductores maduros tanto machos como hembras oscila entre 21-22 cm. Para la captura se utilizarán palangres y líneas de fondo con anzuelos; por lo general, los reproductores se capturan en la madrugada y a profundidades de 10 a 40 metros.

El palangre se mantiene en el agua durante una hora y al levantarlo se hace en forma lenta, para así paliar algo el cambio de presión; a pesar de esto, los animales no logran regular su presión interna, por lo cual se les hincha la vejiga natatoria y flotan, nadando erróneamente en la superficie del tanque donde son colocados, por lo anterior los peces son tomados con la mano utilizando guantes de tela fina o trapos, para proceder a retirarles

el anzuelo y para introducirles una aguja por un costado y desinflar la vejiga. Ya dentro de la embarcación los peces son colocados en tanques de 250 l, en cada uno de los cuales se transportaran cuatro animales, este recipiente es alimentado con aire comprimido mantenido en un tanque de buceo. En caso necesario se debe agregar hielo al agua. Para esta captura y transporte se tiene ya una técnica bien desarrollada por parte de algunos pescadores, quienes surten con pargos a "las barras vivas" o restaurantes marinos de ciertos hoteles, donde se tienen sistemas complejos de acuarios con peces vivos para consumo.

El transporte hasta el laboratorio se hace por mar y luego por tierra según el caso. Una vez que los peces lleguen al laboratorio son colocados para su aclimatación en tanques de 1000 l y llenados con agua previamente filtrada y esterilizada a la que además se le agregará Furanace en concentración de 1mg/l (Millares et al., 1979), en cada uno de estos recipientes descansarán cinco reproductores durante máximo 24 horas; con esto se busca que ellos no reabsorban sus gónadas ante el estrés del viaje y aclimatación, es decir que se tendrán en cuenta las recomendaciones y forma de trabajo de Millares et al. (1979).

Selección de Reproductores.

Los peces ya aclimatados a las condiciones de laboratorio son anestesiados con 2-fenoxietanol (150-200 ppm) (Emata et al., 1994) en tanques con agua de 40 l, esto para proceder al sexaje en base a las características externas; a simple vista las hembras con relativa madurez se reconocen por que tienen el abdomen ancho y la papila un poco roja y dilatada, los machos tienen muy comprimida la parte aledaña a la papila urogenital y además al hacerles leve presión fluye fácilmente el esperma. Para un análisis más profundo sobre madurez gonadal en las hembras a estas se les hace una extracción de ovocitos "in vitro" o biopsia ovárica, con ayuda de una cánula de 1,3 mm de diámetro interno y que se introduce por el oviducto.

Inducción Hormonal. Desove.

Hembras inducidas con 1000 UI/kg de PrymogonilâH.

Hembras inducidas con 1500 UI/kg de Prymogonilâ.

Machos inducidos con dosis única de 500 UI/kg de Prymogonilâ.

Las hembras pueden ser tomadas para ensayar el desove artificial, es decir, que tan pronto los reproductores inicien el rito sexual se sacarán de los tanques y se les hará el desove artificial, según las normas universales aplicadas en este caso (Chaparro, 1994). El número de huevos desovados por cada hembra en cautiverio puede oscilar entre 6.000 y 72.000 (Millares et al., 1979). Los tanques de 7 metros cúbicos cuentan con aireación permanente distribuida desde el fondo y se mantendrá un leve recambio.

Se espera que el desove ocurra entre las 27 y 40 horas después de aplicada la dosis hormonal Emata (1994), Valverde y Gamboa (2003), si esto no ocurre entonces se aplicará una nueva dosis de la hormona utilizada según el caso y se esperará al menos 24 horas más, según lo observado en *Lutjanus guttatus* (Valverde y Gamboa, 2003).

Incubación y Larvicultura.

Una vez producido el desove se aumenta la corriente de agua y la aireación en el tanque, para que así los huevos que son pelágicos salgan por un rebosadero, luego se colocan en incubadoras del tipo Woynarovich con capacidad de 70 l, en cada una ellas irán 100 g de huevos. En los dos casos, siempre se mantiene la salinidad constante entre 36-37 UPS y la temperatura del agua oscila entre 26.5 y 28°C. La incubación debe durar de 16 a 18 horas, durante este tiempo se hará un estudio detallado del desarrollo embrionario.

Luego de la eclosión de los huevos, las larvas se mantendrán en tanques rectangulares de 250 l, con densidad de aproximadamente 30 larvas/l de agua. Por literatura se sabe que el estadio de larva dura aproximadamente 53-60 horas (Millares et al,1989).

Tan pronto las larvas pasen al estado de postlarvas se llevan a recipientes circulares de 500 l donde es necesario alimentarlas con rotíferos a partir del día 3 hasta el 15, luego del día 16 al 25 se suministrarán nauplios de *Artemia* salina, enriquecida con ácidos grasos, siguiendo la técnica propuesta por Álvarez-Lajonchere y Hernández (1994), también se toma como base el trabajo de Emata (1994).

Levante de Alevínos.

En laboratorio se tienen tanques de 1000 l, colocando en cada uno una densidad de siembra de 50 alevínos por m³ agua, en este tratamiento los peces reciben una dieta de pescado fresco. Así mismo, también en condiciones de laboratorio y en otros dos tanques de 1000 l, se colocan 50 alevínos por m³, aquí se alimentarán con concentrado comercial que contenga un 45% de proteína.

BIOLOGIA Y REPRODUCCION DE ROBALOS (*Centropomus* sp).

Los róbalo son especies catádromas costeras las cuales prefieren aguas saladas para su reproducción y luego los juveniles migran hacia salobres o dulces. Los róbalo se caracterizan por ser eurihalinos, estan presentes en aguas marinas o continentales, generalmente en aguas salobres, su distribución en el mundo coincide con el ecosistema de manglar. Estos animales tienen un régimen carnívoro, prefiriendo peces y crustáceos, estos últimos representan gran parte de la dieta de los individuos jóvenes (Chávez,1963).

El genero *Centropomus* es el único representante de la familia CENTROPOMIDAE en aguas americanas. En aguas tropicales y subtropicales del continente americano existen 9 especies tales como: *Centropomus undecimalis*, *C. ensiferus*, *C. pectinatus*, *C. parallelus*, *C. poeyi*, *C. mexicanus*, *C. armatus*, *C. unionensis*, *C. robalito*, *C. nigrescens*. En el mar Caribe solo existen las cinco primeras especies (Chaves, 1963; Carpenter, 2002). En un trabajo reciente no se encontró *Centropomus parallelus* en la Guajira y al parecer este siempre se ha confundido con el *C. mexicanus* (Chaparro et al. 2008).

Según Muller (2000) la transición de de alimentación de crustáceos a peces ocurre a partir de los 45 mm de longitud. Los juveniles de róbalo prefieren vivir en aguas dulces y pueden soportar bajos niveles de oxígeno. Hay evidencias histológicas que demuestran que los róbalo son hermafroditas protándricos, o sea comienzan su vida como machos y después se trasforman en hembras; en gónadas en periodo de cambio de sexo se han encontrado simultáneamente lamelas ovígeras y ductos que contienen esperma (Taylor et al., 2000).

En el periodo de reproducción, los peces se encuentran sobre todo en las desembocaduras de los ríos y en las zonas costeras adyacentes, luego del desove se dirigen a aguas con menor salinidad. Al parecer estos peces no se pueden reproducir en agua dulce ya que según registra Chavez, (1963), los espermatozoides solo se activan ante elevada salinidad; el mismo autor demostró que el *C. parallelus* se reproduce durante ocho meses, pero presenta dos picos de desove uno de mayo a junio y otro de octubre a noviembre. Rodríguez (2005) afirma que la actividad reproductiva esta relacionada con la presencia de lluvia.

Los róbalo son reproducidos en diferentes regiones del mundo; en el sudeste asiático se cultivan intensivamente entre otros el Lates calcifer; de esta especie se produjeron en el año 2003 aproximadamente 30.000 toneladas de carne, correspondiendo a Indonesia un 36% y a Tailandia el 29%.(Alvarez-Lajonchere, 2003). Estos peces tienen gran importancia local, especialmente en centro y sur América y algunas Antillas, estadísticas de FAO reportan desembarcos de 1081 a 3138 t de 1995 a 1999 (Carpenter, 2002).

Según Alvarez-Lajonchere (2003) los róbalo son considerados como buenos objetos de trabajo en piscicultura por las siguientes razones:

Toleran aguas de baja calidad.

Son parte importante en las pesquerías comerciales costeras.

Son excelentes animales para la pesca deportiva y para las granjas que emplean el sistema de "pescue y pague".

Se pueden cultivar en aguas dulces, salobres o marinas.

Se pueden utilizar para el control de la superpoblación en todo tipo de cultivo de tilapias.

Los róbalo son animales tranquilos que permanecen quietos y no gastan energía.

La libra de carne de róbalo vale entre 5-12 dólares estadounidenses.

De ellos se puede obtener hasta un 40% de filete.

Se pueden sembrar en jaulas (hasta 50-300 peces/m³), en tanques en forma intensiva (20-100 peces/ m³), en estanques se pueden producir hasta 20 toneladas por hectárea.

Se pueden cultivar con otras especies en policultivo.

En América se han realizado muchos trabajos sobre reproducción y cultivo de róbalo, sobre todo con el *Centropomus undecimalis*, pero se presentan muchos problemas en su larvicultura y es así como la máxima supervivencia en los primeros 55 días ha sido del 7%, en el Laboratorio de Mote, Florida, Estados Unidos, (Alvarez-Lajonchere, 2003).

En Florianópolis Brasil, trabajando con *Centropomus parallelus* Poey, 1880, se ha logrado una sobrevivencia del 26% durante los primeros 90 días (Alvarez-Lajonchere, 2003); este mismo autor reporta que el alevinaje de esta especie dura de 30 a 45 días y pasa de 1g a 10 g., la precría dura 3-4 meses y se inicia con 10 g y termina con 150-200g, el engorde se prolonga por 6-7 meses y se logran pesos de 800g. Sobre biología, reproducción y cultivo en América, se pueden citar los siguientes trabajos:

Morales (1976) realizó un estudio biológico pesquero del róbalo en la Ciénaga Grande de Santa Marta, determinado que en este cuerpo de agua solo se encuentran las especies *C. undecimalis* y *C. ensiferus*. El mismo registra que el *C. parallelus* solo se ha encontrado en el departamento de la Guajira.

Vélez (1985) realizó en Cartagena un estudio sobre el comportamiento manejo y cultivo

del róbalo. *C. undecimalis* en estanques de concreto llenos con agua salada; el encontró, que el ganancia diaria de peso osciló entre 0.15 y 0.25 g. Los animales que sobrevivieron al proceso de aclimatación fueron engordados suministrándoles alimento granulado al 10 % del peso corporal por día y ante esto se obtuvo una sobrevivencia final del 36 %.

Gómez y Cervigón (1987) Realizaron estudios sobre la viabilidad de cultivo en agua del *Centropomus undecimalis* mantenidos en estanques de concreto y determinaron que el pez crece lentamente, logrando pesos de 300-400g en un año.

Cerqueira (1996) en Brasil trabajó en reproducción, nutrición y producción de alevinos de róbalo, *Centropomus parallelus*. La captura se hizo con anzuelos y fue muy efectiva en el medio natural, durante los meses de desove de noviembre a abril. Algunos ejemplares fueron colocados en laboratorio en tanques grandes para su maduración sexual a largo plazo. Por otra parte, las hembras fueron inducidas con gonadotropina coriónica humana; se observó que ellas pueden producir 100.000 huevos/kg de peso. Algunos animales nacidos en laboratorio maduraron sexualmente a los dos años de edad.

Sierra (1996) estudió la biología reproductiva, aspectos pesqueros y socioeconómicos del róbalo *C. undecimalis* en la bahía de Cispata y complejo cenagoso aledaño, encontrando que la época reproductiva fue de marzo a septiembre, presentando un pico en mayo. Ella reporta dos sitios de desove uno en la desembocadura del río Sinú y otro en zonas poco protegidas y con fondo arenoso, como Punta Bello y Playa Blanca.

Godinho et al. (1999), en Brasil investigaron sobre la reproducción inducida del *C. parallelus*. Ellos capturaron reproductores del medio natural, en los cuales las hembras pesaron entre de 210 – 1740 g., para la inducción al desove utilizaron gonadotropina coriónica humana y obtuvieron ovocitos en seco por medio de la extrusión manual. Al final reportaron una tasa de fertilización del 70 al 90%. La temperatura se mantuvo a 25 °C y la salinidad de 29 a 35‰.

Alvarez-Lajonchere et al (2001. b) hicieron una validación de la biopsia en el *C. medius*, ellos encontraron que en esta especie funcionan muy bien los métodos tradicionales de fijación y aclaración de los ovocitos, estos últimos se tomaron de cinco diferentes partes del ovario, encontrando en ellas variadas etapas de maduración.

Gracia-López et al (2003) en Cuba estudiaron el efecto del nivel de proteína en la dieta y de algunos alimentos comerciales sobre el crecimiento de juveniles de róbalo *C. undecimalis*, durante el trabajo se mantuvo la temperatura del agua en 26.6 °C . En un primer experimento utilizaron cuatro dietas de: 28.8- 40.4- 53.4 y 65.8 % de proteína; la mayor ganancia de peso se obtuvo en las dietas 2-3 y 4 ; en el segundo trabajo evaluaron dietas comerciales para tilapia, bagre y trucha, manteniendo la temperatura a 29.1°C ; al final de la investigación no hubo diferencias significativas entre las tres dietas. Se encontró que los róbalos aceptan muy bien las dietas peletizadas y que necesita alimentos con alto nivel de proteína.

Rodríguez (2005) trabajando en en Brasil, estudió los aspectos reproductivos del del *Centropomus parallelus* en la cascada del río Doce tratando de dar pautas para un manejo sustentable de este recurso. La talla media de madurez en hembras fue de aproximadamente 280 mm, la distribución de los diámetros de los ovocitos mostró que estos peces presentan un desove sincrónico.

Captura, transporte y selección de reproductores.

Para todos los efectos de reproducción artificial se utiliza la metodología empleada por Godinho et al (1999) y Alvarez- Lajonchere y Hernandez (2001) en róbalo y los demás parámetros universales que se emplean con otras especies marinas.

Para la costa norte de Colombia, durante los meses de noviembre-diciembre y abril-julio los reproductores se pueden capturar en las regiones estuarinas, pero sobre todo en la desembocadura de los ríos. Los métodos o arte de pesca más efectivos son los chinchorros, anzuelos, corrales o cercos. En caso necesario, los padrotes son mantenidos por poco tiempo en jaulas de 2 m³ para luego movilizarlos . Para el transporte por agua y por tierra los peces se colocan en cajas o tanques de transporte de 1000 litros, cubiertos con materiales, se suministra aireación artificial con ayuda de aireadores o sopladores. Los reproductores son sedados durante el transporte utilizando 2-fenoxietanol a razón de 50-100 ppm. Como la temperatura en los tanques trata de subir, entonces se coloca hielo en bolsas para enfriarla y mantenerla regulada durante el transporte. Para la movilización por agua se utiliza una lancha de fondo plano y con motor fuera de borda; el traslado por tierra se realiza con un vehículo de 2 toneladas. La densidad dentro de los tanques de transporte no debe superar los 8-10 kg/m³.

Una vez en el laboratorio los peces son analizados y separados teniendo en cuenta los rasgos externos de madurez sexual, tales como papila urogenital enrojecida y el vientre ligeramente abultado. Las hembras seleccionadas se mantienen en tanques de 5000 litros , llenas con agua hasta un volumen que concuerden con el número de ellas que se logren seleccionar en cada viaje o faena. De esos tanques las reproductoras son tomadas para realizarles la biopsia ovárica y determinar el grado real de desarrollo de los ovocitos, para lo cual se utiliza un cateter con diámetro de 0.8 mm. Solo se seleccionan las hembras que tengan un diámetro de ovocitos aproximadamente de 400 micras. Una parte de los ovocitos se colocan en una solución Gilson para medirles el diámetro, otra parte es aclarada con la solución de Serra para determinar la posición del núcleo. (Godinho et al, 1999).

En lo posible, si el esperma fluye fácilmente ante leve presión abdominal en los machos, estos no necesitan ser sometidos a tratamientos hormonales (Godinho et al,1999)., sin embargo en caso necesario se les aplica una dosis de 1 UI/g. Para garantizar la calidad del esperma, antes de utilizar un macho se toma una gota de esperma para analizar su motilidad según la técnica explicada por González y Días (2001).

Inducción hormonal.

Como agente inductor de las hembras maduras se utiliza la gonadotropina coriónica humana, en dosis únicas de 1 y 2 UI/g, aplicadas intramuscularmente en la región dorsal, según lo recomendado por Godinho et al(1999) .

Cada hembra inducida se coloca en una tanque con capacidad de 5 m³, lleno solamente con 3 m³ de agua. Aproximadamente a las 12 horas después de aplicada la dosis hormonal, se colocan junto a la hembra dos machos para que esto sirva como estímulo y también para que indiquen el momento óptimo del desove que según Godinho et al (1999) ocurre aproximadamente a las 35 horas.

Desove y fecundación artificial.

Para esta parte del trabajo como también durante la incubación, el agua de mar se mantiene a 27 grados centígrados. Cuando las hembras realicen los ritos propios del predesove y teniendo en cuenta el número de horas, ellas son capturadas con nasas o salabardos y de inmediato extruídas manualmente, recibiendo los ovocitos en un recipiente de plástico. Para determinar el diámetro de los huevos, de cada desove se toman 2 ml que se fijan en una solución de Wilson. La fertilización se hace en seco con semen extraído directamente del macho y se continúa este proceso de mezclado hasta por 4 minutos. Luego los huevos ya fecundados son lavados con agua fresca y colocados en un vaso de vidrio graduado para determinar su volumen y cantidad según el método universal aplicado para otras especies. El número de ovocitos producido por cada hembra puede ser de 800.000 según Godinho et al (1999).

Incubación.

Los huevos producidos por cada hembra son colocados en un tanque de 2000 litros para su incubación, con esto se busca que la densidad sea de 300-600 huevos por litro de agua (Alvarez-Lajonchere y Hernandez, 2001) ; el agua de mar debe estar bien filtrada y esterilizada, con aireación constante por todo el fondo y con un leve recambio. La tasa de fertilización y el número de larvas obtenidas se calculan para cada desove siguiendo la metodología ya conocida y bien descrita por Alvarez-Lajonchere y Hernandez (2001). La eclosión y aparición de las larvas sucede a las 18 horas, ante las condiciones de agua ya anotadas (35 UPS) (Godinho et al 1999). Se debe tener en cuenta que unas dos horas antes de la eclosión el agua se mantiene en un flujo del 30%/hora y ya durante la incubación y hasta dos horas después se aumenta el flujo hasta 100% del volumen/hora (Alvarez-Lajonchere y Hernandez, 2001).

Una vez se produce la eclosión de las larvas, se aumenta el flujo de agua del fondo del tanque para que las ellas salgan por un canal especial hacia un balde de 30 litros que tiene una ventana de malla tipo "sarang screen" de 60 micras, para que pase el agua pero no los animales, de allí serán llevadas a los tanques de larvicultura.

LARVICULTURA.

Esta es una parte delicada del trabajo por lo cual se aplican las últimas técnicas imperantes en el mundo y resumidas por Alvarez-Lajonchere y Hernandez (2001). La larvicultura dura 30 días, el destete del 31 al 45 día y la precría del 46 al 90 día. Se utilizan tanques de 5000 litros ,llenados con agua filtrada y esterilizada. Las larvas obtenidas ante el desove de una hembra se reparten en dos tanques , para tener así una densidad adecuada.

Durante toda esta etapa la temperatura del agua debe mantenerse entre 26-28 grados centígrados. El PH oscilará entre 8.0 y 8.3 .

En los primeros dos días se baja la salinidad de 35 a 25 UPS y esta última se mantiene durante todo el trabajo.

El fotoperíodo u horas luz durante los primeros dos días se mantiene en forma natural, pero del 3 al 15 día se les deja luz las 24 horas, a partir del 16 día se retorna a la luz normal.

La profundidad del agua en metros: desde el primer día hasta el noveno se mantiene en

0.4, pero a partir del 10 se sube a 0.9 hasta el final.

El recambio diario es de 0 en el primer día, el segundo de 0.30, del 3 al 8 de 0.2 , el 9 de 0.1 el 10 de 0.2 el 11 de 0.2 el 15 de 0.5 el 16 de 0.8 el 31 de 1.0, el 46 de 3.0 y ya cerca de los 90 días 6.0.

Alimentación en la larvicultura.

Del 1 al 15 día se agregan microalgas como parte del alimento, teniendo en cuenta los siguientes concentraciones: de *N. oculata* 1.0×10^6 células /ml e *Isochrysis* sp. 4.0×10^4 células/ml.

Los rotíferos pequeños deben estar en el agua en las siguientes concentraciones: del 1 al 10 días de 20-40 unidades/ml, del 11 al 22 días se suministran rotíferos enriquecidos con ácidos grasos en cantidad de 15/ml.

Los copépodos se suministran del 1 hasta el 13 día en cantidad de 3 unidades/ml y a partir del 14 y hasta el 36 día 2/ml.

Artemia salina del 16 al 22 en cantidad de 0.5-2.0 unidades/ml, luego a partir del 23 al 28 día de 5 unidades/ml y finalmente del 29 al 36 día en cantidad de 1/ml. (Álvarez-Lajonchere, 2001).

Según Álvarez-Lajonchere y Hernández (2001), siguiendo muy cumplidamente todo lo anterior se evita el canibalismo propio de la especie. Parte esencial de este trabajo es hacer la primera selección por tamaños, utilizando separadores con aberturas de 1.5mm, antes de iniciar el proceso de transformación y destete, ya que antes los animales no tienen escamas y se mueren fácilmente ante el manejo; después se hace esta selección cada 10 días para sacar los mas grandes y mantener tallas parejas, de tal forma que no se sobrepase el 33 % del tamaño promedio; el hecho de prolongar el suministro de rotíferos o destete demorado, es muy importante para evitar el canibalismo.

Producción de alimento vivo para las larvas.

Microalgas.

Para lo referente a mantenimiento, medios de cultivo, cepas puras, inóculos, levante masivo y técnicas de contaje, se utilizan las técnicas explicadas por Álvarez-Lajonchere y Hernández (2001). Para esto se debe contar con un laboratorio climatizado, agua esterilizada y luz especial.

Rotíferos y copépodos.

Las cepas puras de estos tipos de alimento son mantenidas en el laboratorio climatizado. Para la reproducción masiva se utilizan tanques de fibra de vidrio de 1 m³ de capacidad para los inóculos mayores y tanques de 2.000 litros, para la producción masiva de rotíferos (*Brachionus*) y copépodos (*Euterpina* o *Oithona*).

Se tiene una estructura cilindrocónica de 1 m³ para el enriquecimiento de rotíferos con el producto DHA Super Selco, para lo cual se colocan de 2000-3000 individuos/ml y se

adiciona la mitad de la dosis de emulsión y a las 6-8 horas antes de la cosecha y la otra mitad a las 3-4 horas antes de la colecta. Para 2000 individuos/ml se agregan 550mg/l y para los 3000 750 mg/l. Es necesario controlar el oxígeno durante el proceso, el agua debe ser pasada por filtro de 1 micra y por luz ultravioleta (Álvarez-Lajonchere y Hernández (2001)

Artemia salina.

En una sala cubierta se colocan incubadoras cilindro cónicas de fibra de vidrio de 1 m³ cada una, con llave de paso en el fondo y con sus respectivos soportes; ellas sirven para la incubación de quistes y el enriquecimiento de Artemia sp. La temperatura se mantiene en 29-30 °C. En los aparatos de incubación se colocan lámparas de 40W. La conservación de la Artemia eclosionada se hace en tanques de fibra de vidrio de 50 l. aislados térmicamente Para la descapsulación de Artemia se tienen tanques externos de 150 litros; las técnicas de colecta, lavado y manejo de artemia ya son bien conocidas. El enriquecimiento de artemia se puede hacer durante 24 horas con Super Selco , ante lo cual se colocan 200-300 nauplios/ml, el agua de mar debe estar desinfectada y se le adiciona la emulsión a razón de 200-300 mg/l cada 12 horas con fuerte aireación. Al final del proceso los nauplios son enjuagan con agua abundante y se almacenan a temperatura menor de 10°C, para minimizar el metabolismo de los PUFA.

MADURACIÓN DE REPRODUCTORES EN LABORATORIO, ANTE EL MANEJO DEL FOTOTERMOPERIODO.

En esta parte se busca formar lotes de reproductores que maduren en cautiverio, ya que así no se está en dependencia de la abundancia o no de animales maduros en el medio natural, en un determinado momento.

Los reproductores recién capturados en el medio natural son aclimatados a las condiciones del laboratorio y sometidos a un tratamiento profiláctico consistente en baños de agua dulce durante 10 minutos y otro de 15 minutos en formalina a una concentración de 150 ppm (Benetti , 1997). Los peces se mantienen durante un mes en condiciones normales del laboratorio (35 ‰ de salinidad, temperatura de aproximadamente 28 °C y fotoperíodo natural); luego se inician el control de esos parámetros.

Este trabajo se hace en tanques de 20 m³ cada uno, adecuados de tal forma que se pueda hacer un 50% de recambio diario de agua de mar, debidamente filtrada y esterilizada, se cuenta con aireación artificial y un sistema de enfriamiento de agua (Chiller). La salinidad y la temperatura se miden tres veces al día, para hacer los controles del caso. Para simular el fotoperiodo se utilizan lámparas fluorescentes de 20 Watt colocadas a 50 cm arriba de la superficie de los tanques.

Los reproductores son marcados con pistolas especiales. En cada uno de esos tanques se colocan reproductores capturados en el medio y con los tamaños mayores a la talla mínima de madurez sexual. Según Álvarez-Lajonchere y Hernández (2001) y Benetti (1997), un reproductor debe mantenerse en un volumen mínimo 3 m³ de agua de excelente calidad.

Como alimento se suministra a los reproductores, trozos de pescado, calamar y camarón a razón del 3 % del peso corporal /día. (Benetti, 1997)

Teniendo en cuenta lo anterior en cada tanque se podrán tener 3 hembras y 4 machos

En el momento de siembra los reproductores no muestran signos externos de madurez, por lo cual los muestreos se inician al tercer mes de confinamiento; después de este periodo se revisan cada dos meses, para lo cual se debe bajar el nivel del agua y capturarlos con ayuda de nasas; evitando en lo posible traumas durante el manipuleo, pesaje y medición. Para su manejo, los peces son anestesiados con 2 fenoxietanol. Cuando las hembras muestren signos externos de madurez se les practicará la biopsia ovárica tal y como ya fue descrito, estas se dejan en los tanques para un posible desove espontáneo o en tal caso serán inducidas con hormonas con el método ya descrito.

Se puede aplicar el siguiente protocolo:

BIBLIOGRAFIA.

Alvarez-Lajonchere, L.y O.G. Hernández Molejón. 2001. Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América Latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías. The World Aquaculture Society, Baton Rouge, LA, 424pp.

Alvarez-Lajonchere, L; Guerrero-Tortolero,D.; Perez, J. 2001. Validation of an ovarian biopsy method in a sea bass *C. medius* .Aquaculture Research. Volume 32. 379-384 pp.

Alvarez-Lajonchere. 2003. El cultivo de róbalo. Memorias del IV Seminario Internacional de Acuicultura. Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Medicina veterinaria y Zootecnia. Bogotá. 25p.

Barros, M.; Correa, J; Manjarres, L. 1996. Análisis biológico pesquero del pargo rayado *Lutjanus synagris* (Linnaeus, 1758) en el área de Santa Marta, Caribe colombiano: Boletín Científico INPA, 4: 79-105 p.

Benetti,D. 1997. Spawning and larval husbandry of flounder *Paralichthys woolmani* and pacific yellowtail *Seriola mazatlanica*, new candidate species for aquaculture. Aquaculture 155, 307-318.

Carpenter, K.E. (Ed.). 2002. The living marine resources of the Western Central Atlantic. Volume 2: Bony fishes. part 1 (Acipenseridae to Grammatidae). FAO Species Identification Guide for Fishery Purposes and American Society of Ichthyologists and Herpetologists Special Publication No. 5. Rome, FAO. 601-1374 pp.

Castaño, F. 2002. Seguimiento y evaluación de la madurez gonadal de reproductores cautivos de pargo palmero *Lutjanus analis*, mediante la medición de calcio y esteroides sexuales en el plasma sanguíneo durante dos períodos de acondicionamiento. Tesis. Universidad de Bogotá. JTL. Facultad de Biología Marina. Santa Marta. 82p.

Cerqueira, V. 1996. Cultivo do Robalo, *Centropomus* sp: Reprodução, Nutrição e Produção de Alevinos.Departamento de Acuicultura. Centro de Ciências Agrárias Universidade Federal de Santa Catarina. 21p.

Chaparro, N. (1994) Reproducción artificial y manipulación genética en peces. Editorial Mejoras. Barranquilla. 208 pp..

Chaparro, N.; Madariaga, E.; Gaitán, S.; Acero, A. (2008). Aspectos sobre captura,

transporte y aclimatación de róbalo (*Centropomus* sp). Memorias Simposio Biocaribe. Universidad del Magdalena. INTROPIC. Santa Marta. Magdalena.

Chávez, H. 1963. Contribucion al conocimiento de la biología de los róbalo, chucumite y constantino (*Centropomus* spp.) del estado de Veracruz. Contribución de la Estación de Biología Marina del Instituto Tecnológico de Veracruz. México: Ciencia, v.22, n.3, 141-161p.

Emata, A.; Eullaram, B.; Bagarinao, T. 1994. Induced spawning and early life history description of the mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*. *Aquaculture* 121, 381-387.

Gomez, P; Manjarrés, L; Duarte, L; Altamar, J. 2004. Atlas pesquero del área norte del mar Caribe de Colombia. UNIMAG- COLCIENCIAS- INCODER-INPA- UNAL. Santa Marta. 230p.

Gonzalez,E; Diaz,J. 2001. Principios básicos de la criopreservación de esperma de peces. En: Fundamentos de acuicultura continental. INPA. Bogotá. 253-263 pp.

Godinho,H,M; Sarralheiro,P; Ferraz,E; Pimentel, C.;Oliveira,I., Paiva,P. 1999 . Reprodicao inducida em robalo *Centropomus parallelus* Poey, 1860. *Brazilian Journal of Research and Animal Science*. 1-10pp.

Gracia-Lopez,V; García-Galano,T.; Gaxiola-Cortés,T.; Pacheco-Campos, J. 2003. Efectos del nivel de proteína en la dieta y alimentos comerciales sobre el crecimiento y alimentación en juveniles del róbalo blanco, *C. undecimalis*. *Ciencias Marinas*. UNBC. Mexico. 29(4B): 585-594 .

Manjarrés, L. (Ed.). 2004. Estadísticas pesqueras artesanales del Magdalena y La Guajira, con aplicación de herramientas informáticas para su sistematización y procesamiento. UNIMAG- INCODER-INPA-COLCIENCIAS, Santa Marta. 71 p+ CD-Rom.

Millares, N.; Borrero, M; González, E.; Damas, T. 1978. Desarrollo embrionario y prelarval de la biajaiba (*Lutjanus synagris* Linné, 1758). *Revista Cubana de Investigaciones Pesqueras* No 23.

Morales, J. 1976. Estudio biológico pesquero del róbalo *Centropomus undecimalis*, en la Ciénaga Grande de Santa Marta . Universidad de Bogotá Jorge Tadeo Lozano. Fac. de Ciencias del Mar. 60p.

Muhlia-Melo, A; Arvizu, J; Rodriguez, J; Guerrero, D; Gutierrez, F. 1995. Sinopsis de información biológica, pesquera y acuacultural acerca de los róbalo del genero *Centropomus* en Mexico. Volumen Especial. Centro de Investigaciones Biológicas del Noroeste, SC. 11-30p.

Muller, R. 2000. The 2000 stock assessment update of common snook, *Centropomus undecimalis*. Fish and Wildlife Conservation Commission. Florida Marine Research Institute. St. Petersburg, Florida, 22 p.

Rana, K. y Immnik, J. 2000. Trends in global aquaculture production: 1984-1996. Data and Statics Service (FIDI) 1-6 p.

Rodriguez, P. 2005. Aspectos reproductivos do robalo peba *C. parallelus*, na foz do rio Doce, Linhares /ES. Victoria. Universidade Federal do Espirito Santo, Departamento de Ecología. Curso de graduacao em oceanografia. 51 p.

Romero, I; Castaño, F; Botero, J; Gallego, F. (2004). Biopsia ovárica en reproductores de

pargo palmero (*Lutjanus analis*, Cuvier 1828) mantenidos en cautiverio. Revista de la UDCA. Bogotá. 20p.

Taylor, R; Whittington, J; Grier, H; Crabtree, E. 2000. Age, growth, maturation, and protandric sex reversal in the common snook, *Centropomus undecimalis*, from South Florida waters. Fishery Bulletin. 98: 612–624.

Velez, J. 1985. Aspectos preliminares acerca del comportamiento manejo y cultivo del róbalo *C. undecimalis* en estanques de agua salada con alimento concentrado (Truchina). Universidad de Bogotá. JTL. Fac. Ciencias del Mar. 76p.