

**EFFECTO DE DIFERENTES FOTOPERÍODOS Y SALINIDADES SOBRE LA  
LARVICULTURA DE PARGO LUNAREJO *Lutjanus guttatus* (Stendachner,  
1989) EN LA ESTACIÓN ACUÍCOLA BAHÍA MÁLAGA, BUENAVENTURA,  
COLOMBIA**

**YULEIDY ANDREA BURGOS NARVÁEZ  
ANDREA PATRICIA YELA RODRIGUEZ**

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO  
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS  
PROGRAMA DE INGENIERÍA EN PRODUCCIÓN ACUÍCOLA  
PASTO, COLOMBIA  
2010**

**EFFECTO DE DIFERENTES FOTOPERÍODOS Y SALINIDADES SOBRE LA  
LARVICULTURA DE PARGO LUNAREJO *Lutjanus guttatus* (Stendachner,  
1989) EN LA ESTACIÓN ACUÍCOLA BAHÍA MÁLAGA, BUENAVENTURA,  
COLOMBIA**

**YULEIDY ANDREA BURGOS NARVÁEZ  
ANDREA PATRICIA YELA RODRIGUEZ**

**Trabajo de grado presentado como requisito parcial para optar al título de  
Ingeniero en Producción Acuícola**

**Presidente  
JORGE NELSON LÓPEZ MACÍAS  
M.V.Z, Esp. M.Sc., Ph.D.  
Profesor Titular del Programa de Ingeniería en Producción Acuícola**

**Copresidente  
JESÚS HERNANDO GAMBOA D´CROZ  
Biólogo Marino**

**UNIVERSIDAD DE NARIÑO  
FACULTAD DE CIENCIAS PECUARIAS  
PROGRAMA DE INGENIERÍA EN PRODUCCIÓN ACUÍCOLA  
PASTO, COLOMBIA  
2010**

**“Las ideas y conclusiones aportadas en este trabajo de grado son responsabilidad exclusiva de sus autores”.**

**Artículo 1º del Acuerdo No 324 de Octubre 11 de 1966, emanado del Honorable Consejo Directivo de la Universidad de Nariño**

**NOTA DE ACEPTACIÓN:**

---

---

---

---

---

---

**JORGE NELSON LÓPEZ MACÍAS**  
Presidente de tesis

---

**VILMA YOLANDA GÓMEZ NIEVES**  
Jurado delegado

---

**JULBRINNER SALAS BENAVIDES**  
Jurado

**San Juan de Pasto, Abril 29 de 2010**

## **DEDICATORIA**

Agradezco a Dios por darme la vida, por brindarme la fuerza y la paciencia necesaria para vencer todos los obstáculos y alcanzar mis metas propuestas, por darme el indulto de encontrar las sendas para ir por el camino correcto y por permitirme compartir mis tristezas, alegrías y mis triunfos con mi familia, amigos y compañeros.

Soy afortunada por contar con el apoyo incondicional de mis Padres, Jaime Hernán Burgos Coral y Flor Alba Narváez Parra quienes creyeron en mí sin importar las circunstancias en las que me encontrara, por toda su comprensión, cariño, educación y sus consejos.

A mis hermanas Lesly Yasmín, y Sindy Carolay por su apoyo, confianza, respeto y comprensión.

A mis familiares que siempre tuvieron una palabra de aliento, por sus buenos consejos en todos los momentos de mi vida y en la formación personal.

A mis maestros que contribuyeron de alguna u otra manera con el desarrollo de este proyecto, en la formación académica, social y personal.

**YULEIDY ANDREA BURGOS NARVÁEZ**

## **DEDICATORIA**

Culminar un capítulo más de mi vida es una oportunidad que agradezco a Dios y a mis padres por brindarme la vida y la guía para recorrer un camino de obstáculos y alegrías, saberlo afrontar con fortaleza y entereza.

Dedico a mis hermanos Lorena y Edinson por ser mis cómplices y apoyo en momentos que pensaba que no podría seguir, sus regaños, consejos y alientos hicieron que encontrara la tranquilidad para finalizar esta meta que hoy en día veo cumplida con satisfacción y por supuesto no olvido a dos pequeños ángeles Sebastián y Laura mis sobrinos que en días especiales en los que estuve sola me brindaron su alegría.

En general tengo que dar mil gracias a todas las personas que me ayudaron desinteresadamente esperando que lograra mis sueños, a mis locas amigas Yuri y Renata acompañantes en gran parte de este proceso, niñas gracias gracias y a todos por acompañarme.

**ANDREA PATRICIA YELA RODRIGUEZ**

## AGRADECIMIENTOS

Los autores expresa sus agradecimientos a:

JORGE NELSON LÓPEZ MACÍAS	M.V.Z., Esp., M.S.c., Ph.D. Profesor titular.
JESÚS HERNANDO GAMBOA D'CROZ	Biólogo Marino. Coordinador de la Estación Acuícola Bahía Málaga.
LUIS ALONSO MERISALDE	Zoot., M.S.c., Estación Acuícola Bahía Málaga. Buenaventura.
VILMA YOLANDA GÓMEZ NIEVES	Bióloga.
JULBRINNER SALAS BENAVIDES	Biólogo.
MARCO ANTONIO IMUEZ FIGUEROA	Zoot., Esp. Profesor programa de Ingeniería en Producción Acuícola, Universidad de Nariño.
PIEDAD MEJÍA SANTACRUZ	Secretaria programa de Ingeniería en Producción Acuícola
OSCAR MEJÍA SANTACRUZ	Economista, Universidad de Nariño
LUIS ALFONSO SOLARTE PORTILLA	Zoot., Esp. Secretario Académico. Facultad de Ciencias Pecuarias.
DIEGO ARMANDO ORTIZ ORTEGA	Ingeniero en Producción Acuícola

Al instituto Colombiano Agropecuario (ICA), al personal que labora en la Estación Acuícola Bahía Málaga y al programa de Ingeniería en Producción Acuícola de la Universidad de Nariño. Como también a todas las personas que en una u otra forma apoyaron al desarrollo de esta investigación.

## CONTENIDO

	<b>Pág.</b>
INTRODUCCIÓN	21
1. DEFINICIÓN Y DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA	22
2 FORMULACIÓN DEL PROBLEMA	23
3 OBJETIVOS	24
3.1 OBJETIVO GENERAL	24
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	24
4 MARCO TEÓRICO	25
4.1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA	25
4.2 GENERALIDADES DE LA ESPECIE	25
4.3 REPRODUCCIÓN	26
4.4 DESOVE	27
4.5 HUEVOS	27
4.5.1 Efectos de factores ambientales	28
4.5.2 Selección de huevos para la incubación	28
4.6 ECLOSIÓN	28
4.7 PERIODO LARVARIO	29
4.7.1 Efecto de los parámetros ambientales en el periodo larvario	30
4.7.1.1 Iluminación	30
4.7.1.2 Fotoperíodo	31
4.7.1.3 Salinidad	31
4.7.1.4 Temperatura	32
4.7.1.5 Oxígeno disuelto	32
4.8 INFLADO DE LA VEJIGA HIDROSTÁTICA	33
4.9 ALIMENTACIÓN EN LA FASE DE LARVICULTURA	34

	<b>Pág.</b>
5. DISEÑO METODOLÓGICO	39
5.1 LOCALIZACIÓN	39
5.2 INSTALACIONES, MATERIALES Y EQUIPOS	40
5.3 PERIODO DE ESTUDIO, MATERIAL BIOLÓGICO Y PROFILAXIS	42
5.3.1 Alimentación	42
5.3.1.1 Cultivo de microalgas	42
5.3.1.2 Cultivo de rotíferos	42
5.3.1.3 Cultivo de copépodos	42
5.3.1.4 Cultivo de artemia	43
5.3.2 Inducción a la reproducción	43
5.3.2.1 Manejo e inducción de reproductores	43
5.3.2.2 Selección de machos y hembras	43
5.3.3 Desove	44
5.3.3.1 Distribución de ovas	44
5.3.4 Larvicultura de pargo lunarejo	44
5.4 TRATAMIENTOS	45
5.5 DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO	45
5.5.1 Diseño experimental	45
5.5.2 Análisis estadístico	46
5.6 HIPÓTESIS	46
5.7 VARIABLES	46
5.7.1 Supervivencia larval	46
5.7.2 Crecimiento larval	46
5.7.3 Consumo de alimento	47
5.7.4 Volumen del saco vitelino	47
5.7.5 Volumen de la gota de aceite	47
5.7.6 Abertura de la boca	47

	<b>Pág.</b>
6. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	48
6.1 INDUCCIÓN A LA REPRODUCCIÓN	48
6.2 VARIABLES EVALUADAS	48
6.3 SOBREVIVENCIA	48
6.4 CRECIMIENTO LARVAL	50
6.5 VOLUMEN SACO VITELINO	51
6.6 CONSUMO DE ALIMENTO	53
6.7 VOLUMEN GOTA DE ACEITE	54
6.8 ABERTURA BUCAL	57
6.9 DESARROLLO Y CONDUCTA LARVAL	59
6.10 PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS	62
6.10.1 Temperatura	62
6.10.2 Oxígeno disuelto	62
6.10.3 pH	63
7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	64
7.1 CONCLUSIONES	64
7.2 RECOMENDACIONES	64
BIBLIOGRAFÍA	65
ANEXOS	70

## LISTA DE TABLAS

	<b>Pág.</b>
Tabla 1. Distribución Arreglo Factorial 2 x 2	45
Tabla 2. Crecimiento larval	50
Tabla 3. Volumen y porcentaje de reabsorción del saco vitelino	52

## LISTA DE CUADRO

	<b>Pág.</b>
Cuadro 1. Desarrollo morfofisiológico y comportamental de las larvas	59

## LISTA DE FIGURAS

	<b>Pág.</b>
Figura 1. Ejemplar de pargo lunarejo ( <i>Lutjanus guttatus</i> )	26
Figura 2. Microalga <i>Tetraselmis</i> sp.	35
Figura 3. <i>Brachionus</i> sp.	36
Figura 4. Metanauplio de Artemia	37
Figura 5. Copépodo Calanoide <i>Paracalanus parvus</i>	38
Figura 6. Localización Estación Acuícola Bahía Málaga	39
Figura 7. Sala de larvicultura	41
Figura 8. Supervivencia larval	48
Figura 9. Crecimiento larval (mm)	50
Figura 10. Medida del saco vitelino	52
Figura 11. Consumo de alimento	53
Figura 12. Estómago de una larva de pargo lunarejo	54
Figura 13. Consumo de rotíferos por una larva	55
Figura 14. Reabsorción gota de aceite (mm <sup>3</sup> )	56
Figura 15. Reabsorción gota de aceite día 0 de cultivo	56
Figura 16. Reabsorción gota de aceite día 1 de cultivo	57
Figura 17. Reabsorción gota de aceite día 2 de cultivo	57
Figura 18. Abertura bucal mm	58
Figura 19. Medida abertura bucal	59
Figura 20. Temperatura	62
Figura 21. Oxígeno disuelto (mg/L)	63

## LISTA DE ANEXOS

	<b>Pág.</b>
Anexo A. Instalaciones Estación Acuícola Bahía Málaga	71
Anexo B. Crecimiento larval (mm)	72
Anexo C. Reabsorción de saco vitelino (volumen mm <sup>3</sup> )	73
Anexo D. Reabsorción de la gota de aceite (volumen mm <sup>3</sup> )	74
Anexo E. Abertura bucal (mm)	75
Anexo F. Consumo de alimento (Número de presas)	76
Anexo G. Parámetros fisicoquímicos durante la larvicultura de pargo lunarejo	77
Anexo H. Análisis de varianza para la variable incremento de longitud	79
Anexo I. Análisis de varianza para la variable volumen del saco vitelino	80
Anexo J. Análisis de varianza para la variable volumen de la gota de aceite	81
Anexo K. Análisis de varianza para la variable abertura bucal	82
Anexo L. Análisis de varianza para la variable consumo de alimento	83
Anexo M. Prueba Brand Snedecor para sobrevivencia	84

## GLOSARIO

**Alimentación exógena:** inicio de la alimentación externa cuando la larva ha reabsorbido totalmente el saco vitelino, la gota de aceite y ha abierto la boca.

**Artemia salina:** huevo quístico en estado latente de crustáceos branquiopodo el cual se somete a eclosión y se suministra como presa viva en la alimentación de los estadios post-larvarios de muchas especies de peces y crustáceos.

**Biopsia ovárica:** prueba que consiste en introducir una cánula por el oviducto y extraer una muestra de óvulos con el fin de establecer el grado de madurez.

**Branquiopodo:** subclase de crustáceos que comprende más de 800 especies de mediano tamaño y su nombre se debe a la presencia de apéndices torácicos provistos de branquias, que el animal utiliza para respirar.

**Copépodos:** subclase de microcrustáceo muy abundantes tanto en agua dulce como salada.

**Fotoperíodo:** tiempo en que los organismos están sometidos a la acción de la luz, bien sea esta natural o artificial, entre periodos de oscuridad.

**Larva:** etapa fisiológica en el desarrollo de un pez que comprende desde la eclosión hasta el momento en que recibe alimento exógeno por primera vez y se caracteriza por la presencia del saco vitelino.

**Larvicultura:** prácticas acuícolas utilizadas en el manejo de larvas de distintos organismos hidrobiológicos de cultivo.

**Microalga:** grupo diverso de organismos unicelulares vegetales fotosintéticos que pueden ser sésiles o motiles, mediante cilios o flagelos.

**Mesocosmos:** sistema de cultivo cerrado con un volumen de agua entre 1 a 10.000 m<sup>3</sup> donde se desarrolla un ecosistema pelágico natural.

**Osmoregulación:** proceso fisiológico de regulación de la presión osmótica del medio interno del cuerpo para mantener la homeostasis de los líquidos del cuerpo; evitando que el medio interno llegue a estados demasiado diluidos o concentrados.

**Oviducto:** conducto anatómico que comunica el ovario con el exterior o la cloaca.

**Palangre de fondo:** aparejo de pesca caracterizado por líneas cortas que llevan anzuelos con cebo, unidos de manera irregular a la línea madre, situada en el fondo o cerca de este.

**Rotíferos:** metazoarios de 100 - 300  $\mu\text{m}$  a 2,0 mm de longitud, caracterizados por cilios localizados en la abertura oral que utilizan para capturar alimento y desplazarse.

**Saco vitelino:** órgano en forma de saco que contiene los nutrientes necesarios para la alimentación de las larvas.

**Tasa de crecimiento absoluto (TCA):** incremento de longitud por unidad de tiempo, medida como mm por día.

**Zooplankton:** organismos microscópicos del reino animal.

## RESÚMEN

La presente investigación se realizó en la Estación Acuícola Bahía Málaga, ubicada en el municipio de Buenaventura, departamento del Valle del Cauca, durante un periodo de 13 meses, tiempo en el cual se evaluó el efecto de diferentes fotoperíodos y salinidades en la larvicultura de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus* Stendachner, 1989).

Los ejemplares se sembraron a una densidad de 20 larvas/L para un total de 240.000 larvas, provenientes de reproductores del medio natural, inducidos con la hormona Gonadotropina Coriónica Humana (HCG) y distribuidos en un Diseño Irrestrictamente al Azar (DIA) conformado por cuatro tratamientos con tres réplicas y 12 unidades experimentales. Los tratamientos se denominaron de la siguiente forma:

T1: Fotoperíodo 12HL:12HO (HL: horas luz; HO: horas oscuridad), salinidad de 23‰

T2: Fotoperíodo 12HL:12HO, salinidad de 20‰

T3: Fotoperíodo 18HL:6HO, salinidad de 23‰

T4: Fotoperíodo 18HL:6HO, salinidad de 20‰

Se evaluaron las variables incremento de longitud, volumen del saco vitelino, volumen de la gota de aceite, abertura bucal, consumo de alimento, sobrevivencia, parámetros fisicoquímicos y desarrollo y comportamiento larval.

Según el análisis estadístico aplicado a la variable sobrevivencia, se detectaron diferencias estadísticas significativas con un 95% de confiabilidad entre los tratamientos, registrándose la mejor en el T3 (7,56%) y la menor en el T2 (0,80%); con respecto al incremento de longitud se encontraron diferencias entre los tratamientos 1, 3 y 4 con respecto al 2; igualmente se presentaron diferencias en la variable volumen del saco vitelino entre el T1 y T3, consumo de alimento entre los tratamientos 1 y 2 con respecto al 3 y 4, siendo mayor el consumo en los dos últimos ensayos debido al aumento en el fotoperíodo permitiendo que las actividades de alimentación sean satisfactorias. Las variables volumen de la gota de aceite y abertura bucal fueron similares. Los parámetros fisicoquímicos del agua en términos de temperatura, oxígeno disuelto y pH fueron estadísticamente similares en todos los tratamientos.

Los resultados demostraron que aplicar un fotoperíodo de 18HL:6HO y una salinidad de 23‰ se obtienen mejores sobrevivencias, debido a que permite mayor consumo de alimento y menor gasto de energía en los procesos de osmoregulación a causa de la mejor salinidad del ambiente acuático que otorga una mayor descarga de CO<sub>2</sub> y toma de oxígeno en las lamelas branquiales,

mejorando el funcionamiento de la bomba de Na – K y disminuyendo la proliferación e hipertrofia de las células productoras de moco. Al disponer de mayor oxígeno en la sangre, hay mayor oxigenación de los órganos, mejor funcionamiento del hígado y eficiencia en los procesos metabólicos y anabólicos<sup>1</sup>.

---

<sup>1</sup> LÓPEZ, J. Nutrición acuícola. Colombia: Universidad de Nariño, Facultad de zootecnia, Pasto, 1997. p. 87

## ABSTRACT

The present research was carried out at the Aquaculture Station of Bahía Málaga which is located in the municipality of Buenaventura, province of Valle del Cauca, during a period of 13 months, time in which it was evaluated the effect of different photoperiods and salinities in the larviculture of spotted red snapper (*Lutjanus guttatus* Stendachner, 1989).

The specimen were stoked to a density of 20 larvae/L for a total of 240.000 larvae, coming from wild brooders, were induced with Human Chorionic Gonadotropin hormone (HCG) and an Unrestricted Random Design was applied (IRD) made up by four treatments with three replications and 12 experimental units. The treatments were:

- T1: photoperiod 12HL:12HO (HL: hours daylight; HO: hours darkness), salinity of 23‰
- T2: photoperiod 12HL:12HO, salinity of 20‰
- T3: photoperiod 18HL:6HO, salinity of 23‰
- T4: photoperiod 18HL:6HO, salinity of 20‰

The variables studied were increment of length, volume of the egg yolk, volume of the drop oil, size of the mouth opening, consumption of food, survival rate, physiochemical conditions of the water and development and larval behavior.

The statistical analysis showed significant differences with 95% of confidence in the variable survival rate between treatments, the highest survival rate was observed in the T3 (7,56%) and the lowest in the T2 (0,80%); furthermore in relation to the variable increment of length were detected differences among the treatments 1, 3 and 4 with regard to the 2; also differences were presented in the variable volume of the egg yolk between T1 and T3, food consumption among the treatments 1 and 2 with regard to 3 and 4. The highest consumption was detected in T3 due to the increase in the photoperiod, allowing more time for feeding intake. The variable volume of the drop of oil and mouth opening were similar. The physiochemical conditions of the water related to temperature, pH and dissolved oxygen were similar from the statistical front of view.

The research demonstrated that higher a photoperiod of 18HL:6HO and a salinity of 23‰ improve survival rate, because it allows food consumption and smaller energy expense in the processes of osmoregulation due a greater salinity level of this treatment and better charge of oxygen and discharge of CO<sub>2</sub>, improving the operation of the bomb of Na - K and diminishing the proliferation and hypertrophy of the mucus cell. When there is a high level of oxygen in the blood,

there is higher oxygenation supply to the organs, better functioning of the liver and efficiency in the metabolic and anabolism processes.

## INTRODUCCIÓN

Colombia posee condiciones ideales para el desarrollo acuícola debido a su reconocimiento internacional como uno de los países con mayor riqueza en recursos hídricos del mundo. La piscicultura continental ha presentado en la última década grandes avances tecnológicos en áreas de alimentación, mejoramiento genético, reproducción, calidad de aguas y procesos industriales post cosecha. Sin embargo, la piscicultura marina se encuentra en fase experimental con poco desarrollo en inversión debido al desconocimiento de las prácticas acuícolas durante las distintas fases de manejo.

Una de las especies de mayor importancia en la pesquería artesanal de aguas someras es el pargo lunarejo que presentó durante el año 2000 una captura mundial de 90.000 toneladas métricas (TM) anuales reportado por la FAO<sup>2</sup> y en Colombia el 9,2% durante el 2008<sup>3</sup>. Desafortunadamente este recurso ha disminuido en los últimos años en 6% debido a la sobrepesca, el efecto invernadero y la contaminación. En consecuencia es necesario investigar esta especie con el propósito de cultivarla en cautiverio.

Uno de los limitantes en la piscicultura de especies marinas es la reproducción inducida y la larvicultura, etapa que es afectada por múltiples variables fisiológicas y ambientales particularmente. Por lo anteriormente expuesto, la presente investigación se propuso evaluar el efecto de diferentes fotoperíodos y salinidades sobre la larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachner, 1989) en condiciones de cautiverio.

---

<sup>2</sup> FOOD AND AGRICULTURAL ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS (FAO). Estadísticas de pesca, capturas. [on line] Roma: FAO, 2000 [Citado 16 abril 2010]. Disponible en Internet: URL:<http://www.fao.org/docrep/field/003/AB473S/AB473S02.htm>.

<sup>3</sup> COLOMBIA, MINISTERIO DE AGRICULTURA. Sistema de información de pesca y acuicultura: Boletín mensual. [On line]. Colombia: El ministerio, Mayo 2008 [Citado 16 abril 2010]. Disponible en internet. URL://<http://www.cci.org.co/boletinmayo2008.pdf>.

## **1. DEFINICIÓN Y DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA**

Durante los últimos años los peces marinos han recibido especial atención a nivel mundial por su gran potencial. Dentro de algunas especies prometedoras para la producción a gran escala se encuentran los pargos, corvinas, meros entre otras, las cuales presentan gran interés por su excelente calidad, elevado precio y gran demanda en mercados locales y de exportación.

Sin embargo, el cultivo de estas especies actualmente se abastece en su mayoría de juveniles capturados en el medio natural, práctica que atenta con la estabilidad de las poblaciones naturales y que no ofrece garantías desde el punto de vista económico y sanitario. Por esta razón es importante producir a través de la acuicultura semilla de calidad en los distintos centros de investigación, dedicados a la evaluación de protocolos tendientes a optimizar la larvicultura de especies ícticas marinas.

## 2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

¿Cuál es el efecto de diferentes fotoperíodos y salinidades en la larvicultura de pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachner, 1989) en condiciones de cautiverio?

### **3. OBJETIVOS**

#### **3.1 OBJETIVO GENERAL**

Evaluar el efecto de diferentes fotoperíodos y salinidades en la larvicultura de pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachner, 1989) en la Estación Acuícola Bahía Málaga, Buenaventura, Colombia.

#### **3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS**

- Realizar la reproducción inducida del pargo lunarejo para la obtención de ovas.
- Analizar el crecimiento larval considerando el volumen del saco vitelino y la gota de aceite.
- Estudiar el crecimiento larval en términos de incremento de longitud.
- Calcular el consumo de alimento.
- Describir los hábitos comportamentales de las larvas.
- Determinar la sobrevivencia de las larvas de pargo lunarejo.

## 4. MARCO TEÓRICO

### 4.1. CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

El pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachnner, 1869) tiene la siguiente clasificación taxonómica:

Reino	Animal
Phylum	Chordata
Clase	Osteichyes
Subclase	Actinopterygii
Orden	Perciforme
Familia	Lutjanidae
Genero	<i>Lutjanus</i>
Especie	<i>Lutjanus guttatus</i>
Nombre vulgar	Pargo lunarejo <sup>4</sup>

### 4.2. GENERALIDADES DE LA ESPECIE

Herrera<sup>5</sup>, Claro y Lindeman<sup>6</sup>, mencionan que esta especie presenta un cuerpo oblongo, moderadamente comprimido, con una coloración que varía de rosado a amarillo, con líneas doradas o amarillentas en los extremos, colocadas en posición oblicua. La característica más notable es la presencia de una mancha negra debajo de la aleta dorsal, entre la octava espina y el tercer radio blando. Sus aletas pélvicas y anal son de color amarillento; posee una cabeza triangular con hocico puntiagudo y boca terminal; pseudobranquias muy desarrolladas; membranas operculares separadas y libres del ítsmo; con dos orificios nasales a cada lado; vómer y palatinos provistos de dientes cónicos; premaxilares moderadamente protractiles; maxilares sin hueso suplementario, deslizantes en casi toda su extensión por debajo del borde del lacrimal, con la boca cerrada; sin hueso supramaxilar; con 1 - 2 caninos más o menos desarrollados en ambas mandíbulas y una banda de dientes cónicos más pequeños y filiformes; sin dientes incisiformes o molariformes.

---

<sup>4</sup> ARELLANO, M. et al. Ciclo reproductivo del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachnner, 1869) en las costas de Guerrero, México. *En*: Revista de Biología Marina y Oceanografía, Vol. 36. No 1. (2001) p. 1 Disponible en Internet: URL: <http://www.revbiolmar.cl/resumenes/v361/361-1.pdf>.

<sup>5</sup> HERRERA, M. Desarrollo científico y tecnológico para el cultivo de pargos (*Lutjanus sp.*) en jaulas flotantes. México: Secretaria de pesca. Subsecretaria de fomento y desarrollo pesquero, 1994. p. 82.

<sup>6</sup> CLARO, R. y LINDEMAN, K. Biología y manejo de los pargos (Lutjanidae) en el atlántico occidental Instituto de Oceanología. La Habana, Cuba: CITMA, 2004. p. 8

Esta especie posee escamas ctenoideas que cubren todo el cuerpo y la mejilla pero están ausentes del rostro, la región suborbitaria o del lacrimal y las mandíbulas; línea lateral bien desarrollada, con escamas que se extienden hasta la base de la aleta caudal; aleta dorsal continua o ligeramente hendida, con 10 a 12 espinas y 10 a 17 radios blandos; anal con 3 espinas y 7 a 11 radios; caudal generalmente ahorquillada, con 17 radios principales<sup>7</sup>.

**Figura 1. Ejemplar de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*)**



#### **4.3 REPRODUCCIÓN**

El pargo lunarejo es un organismo dioico presenta poco o ningún dimorfismo sexual, el cual requiere para su reproducción temperaturas y salinidades superiores a las encontradas en los estuarios durante gran parte del año. Se cree que cuando el *L. guttatus* alcanza tallas entre los 20 y 24 cm de longitud estándar inicia una migración mar afuera para su reproducción la cual posiblemente inicia en el mes de Julio. El desove se extiende durante los meses de septiembre a noviembre y se puede catalogar como sincrónico, lo cual sugiere una sola época de desove en el año que podría coincidir con picos de fuerte pluviosidad. Con respecto a la fecundidad es una especie con una estrategia típica reproductiva “R” (gran cantidad de gametos sin cuidado parental), alcanzando su madurez sexual a los dos años como reporta Ocampo<sup>8</sup>, Gamboa y Valverde<sup>9</sup>.

<sup>7</sup> CLARO, R. Y LINDEMAN, K. Op. cit. p. 7

<sup>8</sup> OCAMPO, P. Aplicación de técnicas de cultivo en jaulas flotantes para peces y camarones en zonas estuarinas de Bahía Málaga, Pacífico colombiano En: SEMINARIO NACIONAL DE CIENCIAS Y TECNOLOGÍAS DEL MAR (7º.: 1990.) Memorias VII seminario nacional de ciencias y tecnologías del mar. Comisión colombiana de oceanografía. Colombia, 1990. 10 p.

<sup>9</sup> GAMBOA, J. y VALVERDE, J. Aspectos básicos para la reproducción inducida del pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus* Stendachnner, 1869). En: Reproducción de peces en el trópico. Bogotá: Instituto colombiano de desarrollo rural, 2005. p 237.

#### 4.4 DESOVE

Numerosas especies de peces de importancia comercial no se reproducen en cautiverio, por lo cual es necesario aplicar diversos métodos para inducir el desove, mientras que otras se someten a tratamientos para ejercer un mayor control del proceso e incrementar la eficiencia en el uso de las instalaciones. Los tratamientos pueden ser a base de las condiciones ambientales, incluyendo la alimentación, los cuales denominamos no invasivos o suaves, o por administración de sustancias para intervenir directamente en el proceso fisiológico de la reproducción, que consideramos como invasivos o fuertes. De acuerdo a la duración de los tratamientos y la obtención de los resultados deseados, tanto los tratamientos no invasivos como sobre todo los invasivos pueden agruparse en rápidos o agudos y en lentos o crónicos. Los invasivos y agudos son los más empleados, sin embargo, la tendencia creciente es a emplear los crónicos y no invasivos, pues son los de mejores resultados prácticos<sup>10</sup>.

Para los tratamientos agudos las hembras deben haber alcanzado el estado final de la vitelogénesis, para inducir la maduración final, la ovulación y el desove, aunque el último paso puede reemplazarse por la extracción forzada de los óvulos. En los machos en ocasiones se requiere inducir la espermiogénesis y sobre todo, la hidratación seminal y la eyaculación, aunque esta última puede sustituirse con la extracción artificial. La selección de los tratamientos depende de muchos factores, entre ellos de las especies, costo, disponibilidad, instalación para los reproductores, entre otras. Es así que Lajonchère y Molejón afirman que:

Los tratamientos agudos e invasivos emplean usualmente extractos de pituitarias de la misma especie o de donantes universales como la carpa común *Cyprinus carpio*, Gonadotropina Coriónica Humana (HCG) y análogos del factor liberador de gonadotropina (GnRHa) o la combinación de algunos de éstos. La elección dependerá de diversos factores, incluyendo la especie, costos, disponibilidades y resultados<sup>11</sup>.

#### 4.5 HUEVOS

La incubación de los huevos y la cría de las larvas son aspectos que, a pesar de estar separados en tiempo respecto a la maduración, desove y fertilización, están íntimamente relacionados con esos procesos. Lajonchère y Molejón<sup>12</sup> indican que

---

<sup>10</sup> LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN, O. Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América Latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías. En: Reproductores. s.l.: The World Aquaculture Society, 2001. p. 131

<sup>11</sup> *Ibid.*, p. 132

<sup>12</sup> *Ibid.*, p. 158

en muchas ocasiones las técnicas aplicadas con los reproductores y los tratamientos de inducción del desove y/o fertilización, determinan en cierto modo las que se aplican en la incubación de los huevos y la cría de las larvas, así como sus resultados. Además, muchos de los efectos que se observan en los huevos o en los primeros estadios larvales tienen sus causas en la etapa en que están comprendidos los reproductores.

**4.5.1 Efectos de factores ambientales.** Lajonchère y Molejón presenta la siguiente definición: “La obtención y manipulación de los huevos requieren asegurar la calidad de los mismos y evitar daños, debido a que se afectaría la producción del centro, se deben prevenir los choques bruscos en los parámetros ambientales, por lo que se recomienda mantenerlos en el intervalo en que fueron obtenidos”<sup>13</sup>. Además, es recomendable evitar los choques mecánicos, especialmente en las etapas en que éstos son más sensibles.

**4.5.2 Selección de huevos para la incubación.** La selección de los huevos de mayor calidad (viabilidad) se aplican métodos para separar los viables de los no fecundados y otros no viables, tanto los obtenidos por fertilización artificial como natural. Lajonchère y Molejón<sup>14</sup> afirman que en general los métodos se basan en la característica de los huevos viables pelágicos de las especies marinas y estuarinas cultivadas de flotar a la salinidad de desove, mientras que los no viables se hunden.

## **4.6 ECLOSIÓN**

Lajonchère y Molejón<sup>15</sup>, indican en el período próximo a la eclosión (algunas horas antes) y durante la misma, los huevos incrementan notablemente su ritmo metabólico y con ello su consumo de oxígeno, por lo cual es recomendable establecer una circulación de agua, si no se ha establecido anteriormente, cuya magnitud puede ser de hasta una a dos renovaciones totales por hora.

La supervivencia de los huevos a la eclosión durante la incubación varía mucho con la especie, la edad de los reproductores, con las diversas técnicas y en el curso de la temporada de desove. Se pueden considerar porcentajes de eclosión satisfactorios aquellos > 80%, mientras que valores menores se consideran bajos y se pueden encontrar a principios y sobre todo al final de la temporada, así como en individuos de primera maduración y ejemplares seniles.

---

<sup>13</sup> Ibid., p. 224

<sup>14</sup> Ibid., p. 225

<sup>15</sup> Ibid., p. 227

## 4.7 PERIODO LARVARIO

Desde el punto de vista de la alimentación, Civera et al.<sup>16</sup> menciona que la larva se enfrenta a la necesidad de aprender a cazar con rapidez y se complica aún más por no presentar un sistema digestivo completamente formado. Durante este periodo, el desarrollo del canal alimentario abarca cambios morfológicos, fisiológicos e histológicos que están sincronizados por procesos genéticos y ambientales.

Asimismo Devillers<sup>17</sup>, Vu<sup>18</sup> y Civera et al.<sup>19</sup> indican que el canal alimentario, inicialmente se desarrolla a partir de las células columnares endodérmicas por arriba de la sección del vitelo. Al eclosionar, el canal alimentario es un tubo recto que pasa por encima del saco vitelino y está cerrado hacia la boca y ano en muchas especies; además es histológicamente indiferenciado a lo largo del tubo. El tubo incipiente permanece sin cambios hasta la completa absorción del vitelo y el glóbulo de aceite, en este momento el tubo se segmenta por válvulas musculares en bucofaringe, tubo anterior, medio y posterior. Con excepción de algunos peces como salmónidos y cíclicos, la mayoría de los peces carecen de un estómago morfológicamente funcional; la región posterior del tubo anterior y del tubo medio puede expandirse y funcionar para almacenar el alimento en algunas larvas.

El canal alimentario larval permanece indiferenciado durante cierto tiempo hasta el inicio de la transformación a juvenil. El desarrollo de un estómago y ciegos pilóricos de la parte posterior del tubo anterior se da durante la transformación a juvenil y constituye el último cambio morfológico del canal alimentario. El hígado y páncreas, a lo largo de los conductos, están formados desde la eclosión y son funcionales aún cuando la absorción del vitelo no ha concluido como lo afirma O'Connell<sup>20</sup>.

Morfológicamente, Govoni et al.<sup>21</sup> sostiene que en el intestino anterior es posible distinguir un epitelio formado por una capa sencilla de células intercaladas con células secretoras de mucus, en tanto que en el intestino medio y posterior existe una capa sencilla de células provistas de borde estriado (micro vellosidades) y

---

<sup>16</sup> CIVERA, R.; ALVAREZ, C. y MOYANO, F. Nutrición y alimentación de larvas de peces marinos. En: SIMPOSIUM INTERNACIONAL DE NUTRICIÓN ACUÍCOLA (7º.: 2009 Julio). Memorias del VII Simposium internacional de nutrición acuícola. Hermosillo, Sonora, México: 28 julio, 2009. p.12.

<sup>17</sup> DEVILLERS, C. Structural and dynamic aspects of the development of the teleostean egg. Morphol. s.l.: Journal World Aquaculture, 1961. p. 379

<sup>18</sup> VU, T. Étude du développement du tube digestif des larves de bar *dicentrarchus labras*. Archivos de Zoología. Vol. 117. España: 2009. p 493

<sup>19</sup> CIVERA, R.; ALVAREZ, C. y MOYANO, F. Op.cit. p. 6.

<sup>20</sup> O'CONNELL, C. Development of organ systems in the northern anchovy, *Engraulis mordax*, and other teleosts. Vol. 21. s.l.: Amer. Zool, 1981, p. 429

<sup>21</sup> GOVONI, J. BOEHLERT, G. and WATANABE, Y. The physiology of digestion in fish larvae. Environ. Vol. 16. s.l.: Boil. Fishes, 1986. p. 59

sujetas por tejido conectivo. La parte anterior comprende el 60 – 75% de la longitud. En cuanto al segundo segmento, las células absortibas muestran vacuolas supernucleares electro densas procedentes de procesos de pinocitosis de proteínas. El tercer segmento intestinal representa un 5% de la longitud intestinal y dadas las características de sus enterocitos (menor cantidad de microvellosidades) parece intervenir principalmente en procesos de recuperación de agua e iones.

#### **4.7.1 Efecto de los parámetros ambientales en el periodo larvario**

**4.7.1.1 Iluminación.** Tucker afirma que los factores ambientales que mayor influencia tienen sobre la cría de las larvas se encuentra:

La iluminación, ya que éstas son depredadoras visuales y la selección, localización y el ataque a las presas dependen mucho de la intensidad de la luz y el contraste entre la presa y el tanque. La dirección de la iluminación, su fuente, intensidad, uniformidad y el fotoperíodo son igualmente importantes y deben tomarse en consideración. Con respecto a la intensidad, su aumento es beneficioso por incrementar la actividad y la efectividad de la alimentación hasta un cierto punto, pero en exceso producirá estrés, los mantendrá cerca del fondo, dificulta la alimentación, posiblemente causa enfermedades de la piel<sup>22</sup> e incluso pueden llegar a causar malformaciones, alteraciones en la vejiga hidrostática y altas mortalidades, especialmente en las larvas de pocos días de eclosionadas con pigmentación escasa.<sup>23</sup>

La intensidad de iluminación es muy importante, especialmente durante las primeras semanas. La mayoría de los reportes se encuentran comprendidos entre 1.000 y 3.000 lx y es el intervalo recomendado por Moretti et al.<sup>24</sup> para la dorada *Sparus aurata* hasta los 25 días de la eclosión, para reducir a 500 – 1.000 lx hasta la metamorfosis, mientras que recomiendan sólo 500 lx para lubina *Dicentrarchus labrax*, para la cual el método francés contempla completa oscuridad durante la primera semana. Cañavate<sup>25</sup> reporta el cultivo de pargo (*Pagrus pagrus*) a 1.000 lx en la que se han obtenido buenos resultados. Con las técnicas de “agua verde” mencionadas por Tucker<sup>26</sup>, Lajonchère y Hernández<sup>27</sup>, la intensidad de iluminación

---

<sup>22</sup> TUCKER, J. Marine Fish Culture. Boston: Kluwer Academic Publishers, 1998. p. 230.

<sup>23</sup> NASH, C.; KUO, C. y MCCONNELL, S. Operational procedures for rearing larvae of the grey mullet (*Mugil cephalus* L.). Vol. 3. s.l: Journal World Aquaculture. 1988. p. 15-24

<sup>24</sup> MORETTI, A. et al. Manual on Hatchery Production of Seabass and Gilthead Seabream. Vol. 1. Rome: FAO, 1999. p. 194

<sup>25</sup> CAÑAVATE J. Cultivo larvario de pargo (*Pagrus pagrus*) y Sargo (*Diplodus sargus*) en el CICEM “EL TORUÑO” [online]. Cartaya: Centro de investigación y cultivo de especies marinas. 11 dic. 2003 [citado 11 dic, 2009]. Disponible en internet: URL: [http://www.diveraquarredaqua.org/web/pdf/cd\\_diversemin\\_p/13canavate.pdf](http://www.diveraquarredaqua.org/web/pdf/cd_diversemin_p/13canavate.pdf).

<sup>26</sup> TUCKER, J. Op. cit. p. 745

debe ser no menos del doble que con agua clara sin microalgas, por el efecto de atenuación de la luz. Es por ello, que se recomienda sembrar en horas de la noche a las larvas en estanques o tanques exteriores justo antes de que los ojos se pigmenten, para que puedan responder adecuadamente a la luz en la próxima mañana.

**4.7.1.2 Fotoperíodo.** Es otro aspecto a tener en cuenta y que varía en los diferentes estudios y tecnologías. En los últimos años se ha utilizado luz continua durante los primeros días para propiciar el establecimiento eficiente de la alimentación exógena y después se cambia para un régimen con períodos de luz y oscuridad alternos, debido a que la luz continua mantiene una mayor actividad en las larvas, lo cual constituye un factor estresante que puede causar altas mortalidades, sobre todo próximo al inicio de la transformación o metamorfosis o durante ésta como lo sustenta Lajonchère y Molejón<sup>28</sup>

**4.7.1.3 Salinidad.** En general, la tolerancia de las larvas de las especies marinas y especialmente las estuarinas a la salinidad es amplia. La salinidad en la que estuvieron los reproductores (27 – 30 ‰), en la que ocurrió el desove o en la de incubación, tiene un efecto sobre la tolerancia de las larvas, que de acuerdo a Lajonchère y Molejón<sup>29</sup> estas presentan, no sólo mejor supervivencia sino mayores tasas de crecimiento y eficiencia en la conversión de alimentos, que en otras salinidades.

La disminución gradual de la salinidad hasta valores de 15 - 25‰ ha dado buenos resultados y es una práctica común en la cría de larvas de diversas especies de peces marinos y estuarinos, como en los meros *Epinephelus malabaricus*, *Epinephelus tauvina*, *Epinephelus suillus*, la lisa *Mujil cephalus*, el sargo dorado *Rhabdosargus sarba*, la dorada *S. aurata*, la lubina *D. labrax*, el lenguado, *Paralichthys woolmani* y los robalos *Centropomus undecimalis* y *Centropomus parallelus*, así como en otras especies de peces estuarinos cuyos trabajos se han realizado hasta escala piloto como las lisas (Mugilidae), o a escala comercial como *Lutjanus calcarifer*, en las cuales se han logrado mejores resultados en cuanto a supervivencia, crecimiento, inflado de la vejiga hidrostática, etc<sup>30</sup>.

Algunos estudios reportan que en *L. campechanus* se puede llegar a obtener la eclosión en la especie en salinidades comprendidas entre los 31 y los 36‰<sup>31</sup>, mientras que Millares et al.<sup>32</sup> lograron la eclosión de las larvas de *L. synagris*

---

<sup>27</sup> LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN, O. Op.cit. p. 233.

<sup>28</sup> LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN, O. Op.cit. p. 233.

<sup>29</sup> Ibid., p. 230

<sup>30</sup> Ibid., p. 256

<sup>31</sup> CABRERA, T.; ROSAS, J. y MILLÁN, J. Op. cit. p 241.

<sup>32</sup> MILLARES, N. et al. Desove inducido en la Baijaiba *Lutjanus synagris* (Linne, 1758). Vol. 4. No.1. s.l.: Revista Cubana de Investigaciones Pesqueras, 1979. p.1–20.

estando la temperatura a 26,66 °C y la salinidad a 36,6‰. Igualmente Moretti et. al.<sup>33</sup> y Holliday<sup>34</sup> recomiendan para *D. labrax* y *S. aurata* la misma salinidad que la del desove (35 – 38‰), sin embargo señalaron que es posible una mejor supervivencia durante la primera alimentación con una disminución de la salinidad a 25 – 30‰ pero ello requiere un circuito de agua dulce aparte, el incremento de la sedimentación del alimento vivo y posible estrés con el cambio de salinidad. Las supervivencias más altas en las salinidades intermedias pueden ser debidas a un ahorro energético en la osmoregulación por un menor costo metabólico a una salinidad más isotónica respecto a los fluidos del cuerpo.

**4.7.1.4 Temperatura.** Es uno de los factores ambientales que más influencia tiene sobre el período larval y se ha enfatizado la importancia y necesidad de su control para evitar valores extremos e inestabilidad que afecten el buen desarrollo de las larvas e incluso causen mortalidades masivas, sobre todo por cambios bruscos.

En el caso de la mayoría de las especies tropicales desovadoras costeras u oceánicas de verano, Lajonchère y Molejón<sup>35</sup> mencionan un intervalo de temperatura adecuado de 26 - 30 °C, mientras que en la mayoría de los desovadores oceánicos de invierno, el intervalo de temperatura adecuado es de 21 – 24° C. Como guía general se considera aceptable utilizar como temperatura para la cría  $\pm 2$  °C de la temperatura del agua en la que naturalmente se encuentran. También se recomienda utilizar la misma temperatura del desove y la incubación hasta la reabsorción del saco vitelino, para después elevarla lentamente (0,5 °C/día) hasta alcanzar una superior. Según Tucker<sup>36</sup> los incrementos de temperatura reducen la solubilidad del oxígeno en el agua y aumentan la tasa metabólica de los individuos, incrementando los productos de excreción como el CO<sub>2</sub> y el amonio, que son tóxicos para los peces, mientras que a medida que las condiciones se apartan del intervalo óptimo para la especie, se reduce el crecimiento y se incrementa la susceptibilidad a enfermedades.

**4.7.1.5 Oxígeno Disuelto.** El oxígeno aparentemente sólo es limitante en sus niveles bajos, inferiores a 4 - 5 ppm y se han recomendado niveles de 5 - 7 ppm en pargo lunarejo, especialmente durante el establecimiento de la alimentación exógena; sin embargo, la sobresaturación puede ser muy nociva, ya sea por la formación de burbujas en los vasos sanguíneos o cuando las larvas tragan burbujas de aire y contraen la llamada enfermedad del gas, que puede ser fatal si las larvas no logran eliminar las burbujas del tracto, por alteración de su flotabilidad, lo cual puede ocurrir a niveles mayores de 8,5 ppm según el caso.

---

<sup>33</sup> MORETTI, A. et al. Op. cit. p. 126.

<sup>34</sup> HOLLIDAY, F. The effects of salinity on the eggs and larvae of teleosts. In: Hoar, W. y Randall, D. Fish Physiology, Vol. 1. New York: Academic Press, 1969. p. 311

<sup>35</sup> LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN O. Op.cit. p. 229.

<sup>36</sup> TUCKER, J. Op. cit. p 734

Los efectos pueden ser embolismo gaseoso, enfisemas y lesiones de la boca, ojos, piel u órganos (especialmente branquias, riñones y sistema digestivo), agitación, pérdida de equilibrio, natación errática, coloración oscura, vejiga de los gases inflada en exceso, exoftalmia, burbujas de gas en las membranas de las aletas y el paladar, bolsas o ampollas con aire en la piel, hemorragias, infecciones bacterianas y alta mortalidad como lo afirman Tucker<sup>37</sup>, Lajonchère y Molejón<sup>38</sup>.

#### 4.8 INFLADO DE LA VEJIGA HIDROSTÁTICA

Lajonchère y Molejón<sup>39</sup> menciona que uno de los períodos más críticos en la larvicultura de las especies fisoclistas es el de inflado de la vejiga hidrostática, que en muchas especies ocurre paralelamente a otros cambios importantes, como el desarrollo del tracto digestivo, la absorción total o parcial del saco vitelino y la gota de aceite, el inicio de la nutrición exógena, la aceleración del crecimiento, el inicio de la locomoción activa, etc. El desarrollo de una vejiga natatoria funcional en las larvas, posibilita la regulación hidrostática y la habilidad de contrarrestar el incremento de gravedad específica; el logro de la flotabilidad neutra reduce gradualmente el costo energético de la natación, aumenta la resistencia, mejora la eficiencia de depredación y el crecimiento, así como evita malformaciones esqueléticas y altas mortalidades.

El proceso de inflado o llenado de la vejiga hidrostática se produce, en los peces fisoclistos, al tragar aire en la superficie y pasarlo a la vejiga a través del conducto neumático, que más adelante en el desarrollo se oblitera. También se pueden producir afectaciones en la formación de la vejiga hidrostática al inflarse demasiado, debido a la supersaturación de gases en el agua. El inflado en exceso de la vejiga hidrostática puede ocurrir si las condiciones ambientales tienden a propiciar que las larvas se mantengan demasiado tiempo en o cerca de la superficie y traguen aire en exceso, lo que puede ocurrir si se suministran nauplios de *Artemia* en ese período, pues éstos tienen fototropismo positivo y son atraídos y mantenidos en la superficie por la iluminación.

Para aumentar significativamente la proporción de larvas con la vejiga hidrostática bien inflada y sin malformaciones se pueden aplicar diversas medidas, incluyendo usualmente se requiere una aireación suave durante los primeros 10 - 15 días de cría larval, aunque en algunas especies que toleran una agitación mecánica fuerte como las lisas (Mugilidae), el incremento de la aireación del agua que logre mantener las larvas por debajo de la superficie ha logrado vejigas bien formadas y funcionalmente normales. Otras medidas son densidades de siembra moderadas (20 - 30/L), baja profundidad de agua en los tanques durante el período de formación de la vejiga, enriquecimiento de los rotíferos con microalgas y no con

---

<sup>37</sup> TUCKER, J. Op. cit. p. 734.

<sup>38</sup> LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN O. Op.cit. p. 231.

<sup>39</sup> LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN O. Op.cit. p. 235.

emulsiones oleaginosas durante los primeros días, no comenzar el suministro de nauplios de *Artemia* durante el período, uso de limpiadores de superficie y la disminución de la salinidad, como lo menciona Nash et al.<sup>40</sup>, Lajonchère y Molejón<sup>41</sup>.

#### 4.9 ALIMENTACIÓN EN LA FASE DE LARVICULTURA

Lavens y Zorruecos<sup>42</sup> indican que el cultivo de larvas es llevado a cabo bajo condiciones controladas y utilizando técnicas específicas. La razón es que en la mayoría de los casos el desarrollo de la larva es delicado, extremadamente frágil y generalmente no está desarrollada completamente en el aspecto fisiológico.

La alimentación de las larvas de peces marinos, se compone de complejas redes tróficas que van cambiando en función del crecimiento. Es por esto, que para que las larvas aseguren su supervivencia, se deberá seleccionar una presa de tamaño adecuado, movimiento lento, fácil apreciación, buena digestión y presentar un alto grado nutricional, especialmente en ácidos grasos insaturados (HUFAS) requeridos para el crecimiento y sobrevivencia.

La mayoría de las larvas de peces son cazadores planctónicos visuales sin importar los hábitos alimenticios que tendrán cuando sean adultos. Desde el punto de vista de la alimentación, las larvas usualmente de menor talla y más delicadas, requieren alimento vivo entre tres y cinco semanas después de la eclosión (en algunas ocasiones más de ocho semanas), como lo afirma Hunter<sup>43</sup> y May.<sup>44</sup>

Los copépodos son probablemente las presas principales y aparentemente, los de mejor calidad nutricional. Sin embargo, en cultivo la ingestión se ha restringido a un grupo muy reducido de presas, con las cuales tratan de cubrir los requerimientos nutricionales; estos alimentos son:

- **Microalgas.** (2 – 20 µm). Las microalgas según Sorgeloos y Lavens<sup>45</sup>, son un grupo diverso de organismos unicelulares que pueden ser sésiles o motiles, utilizan cilios o flagelos para moverse. Lo importante es que ellas son productoras primarias. Convierten la energía lumínica en química y producen nutrientes.

---

<sup>40</sup> NASH, C. et al. Swim bladder inflation and survival of *Mugil cephalus* to 50 days. Vol. 12. s.l.: Journal World Aquaculture, 1977. p. 91

<sup>41</sup> LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN O. Op.cit. p. 236

<sup>42</sup> LAVENS, P. y ZORRUECOS, P. Importancia del alimento vivo en peces marinos En: Revista Electrónica de Ingeniería en Producción Acuícola año II, Vol. 2. Pasto: Universidad de Nariño, 2007. p. 170

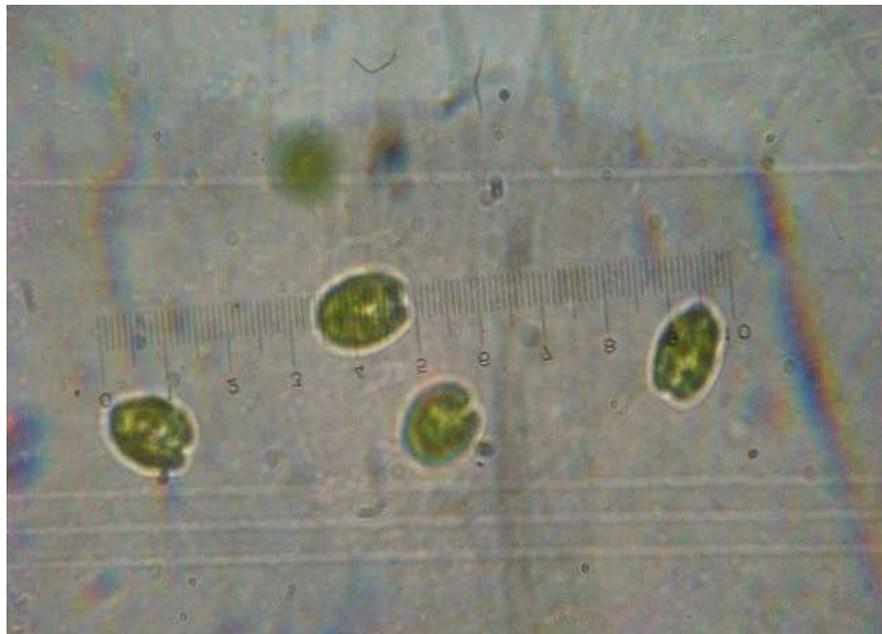
<sup>43</sup> HUNTER, J. Feeding ecology and predation of marine fish larvae. En: Fish Larvae: Morphology, ecology, and relation to fisheries. 1984. p. 54.

<sup>44</sup> MAY, R. Larval mortality in marine fishes and the critical period concept. En: The early life history of fish. New York: Thai Mar. Fish. Res. Bull, 1974. p. 12.

<sup>45</sup> SORGELOOS, P. and LAVENS, P. Manual on the production and use of live food for aquaculture. Fisheries technical paper. Vol. 361, Rome: FAO, 1996. p. 19.

Alrededor de 40 especies de microalgas han sido utilizadas en acuicultura, pero las más importantes especies utilizadas en la larvicultura de especies de peces marinos son: *Isochrysis sp.*, *Nannochloropsis oculata*, *Tetraselmis sp.*, *Chaetoceros sp.*, *Dunaliella sp.* y *Chlorella sp.* El aumento de la producción acuícola y la necesidad de cultivo de nuevas especies implican la masiva producción de microalgas, que son un complemento imprescindible para el desarrollo de la acuicultura, siendo estas importantes en los cultivos larvarios, pues estabilizan la calidad del agua, aportan nutrientes a las larvas y actúan como control microbiológico como lo mencionan Lavens y Zorruelos<sup>46</sup> y Lajonchère y Molejón<sup>47</sup>.

**Figura 2. Microalga *Tetraselmis sp.***



- **Rotíferos** (Figura 3). Según Léger et al.<sup>48</sup> estos generalmente, son usados como el primer alimento para las larvas de peces marinos, ya que el tamaño de la boca (100 – 400  $\mu$ ) no les permite capturar presas mayores.

Asimismo Watanabe y Kiron<sup>49</sup> afirman que en el ámbito acuícola se ha trabajado ampliamente con rotíferos del género *Brachionus*, destacándose *Brachionus plicatilis* que es la especie más cultivada en el mundo. Conociendo que los

<sup>46</sup> LAVENS, P. y ZORRUELOS, P. Op. cit. p. 171.

<sup>47</sup> LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN O. Op.cit. p. 178.

<sup>48</sup> LÉGER, P. et al. Advances in the enrichment of rotifers and artemia as food sources in marine larviculture. No. 10. España: Aquaculture Society Span, 1989. p. 142

<sup>49</sup> WATANABE, T. y KIRON, V. Prospects in larval fish dietetics. Vol. 124. No. 1/4. Ámsterdam: Journal World Aquaculture, 1994. p. 243

rotíferos son organismos cuyo tamaño fluctúa entre 50 a 2000 micras, la duración de su vida no sobrepasa de 2 a 3 semanas y que su valor nutricional está sujeto al alimento suministrado, se consideran como excelente alimento para larvas de peces; gracias a su pequeño tamaño, por su constante movimiento en el agua que genera estímulos sensoriales a las larvas y su alto valor nutritivo.

Respecto a los rotíferos Watanabe y Kiron<sup>50</sup> al igual que Lajonchère y Molejón<sup>51</sup> señalan que como única presa, no son utilizables en la larvicultura de una amplia lista de especies de peces marinos; algunos de estos peces incluyen la familia Lutjanidae y Serranidae<sup>52</sup>; la razón es que estos organismos no cumplen con todos los requerimientos nutricionales conocidos de las larvas de peces marinos, por lo que deben ser enriquecidos con emulsiones, polvos o micro cápsulas, previa alimentación de las larvas, esto en compañía de mejoradas técnicas de cultivo, han permitido producir algunas larvas de peces marinos exitosamente.

**Figura 3. *Brachionus* sp.**



- **Crustáceos (*Artemia* sp.).** Este microcrustáceo entre 200 – 500  $\mu$ , representa en la escala trófica de las larvas de peces marinos, la etapa sucesiva al rotífero; además constituye el nexa con la alimentación a base de dieta inerte. No es necesario mantener un cultivo auxiliar para esta fase, ya que se almacena durante

<sup>50</sup> WATANABE, T. y KIRON, V. Prospects in larval fish dietetics. Vol. 124. No. 1/4. Ámsterdam: Journal World Aquaculture, 1994, p. 243.

<sup>51</sup> LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN O. Op.cit. p. 172.

<sup>52</sup> DOI, M. et al. An investigation of copepods being applied as initial food organisms for red snapper larvae. Vol. 5. s.l.: Thai Mar. Fish. Res. Bull. 1994. p. 24.

bastante tiempo enquistado. Sin embargo, Sorgeloos et al.<sup>53</sup> asegura que durante el crecimiento de las larvas es necesario adicionar este crustáceo en estadios posteriores, por lo que su cultivo se complica (Figura 4). Además posee un alto contenido de ácido ascórbico, vitamina que es recomendada para el crecimiento de peces.

**Figura 4. Metanauplio de Artemia**



Pero el valor nutricional, en cuanto a los ácidos grasos esenciales, se va perdiendo a medida que el animal realiza su metamorfosis hasta llegar a adulto y es por esta razón que se recomienda enriquecerla a través de emulsiones (ácidos grasos poliinsaturados), antes de ser suministrada.

- **Copépodos.** Son el alimento natural de la mayoría de las larvas de peces y comprenden un gran número de especies. De todas esas especies Civera et al.<sup>54</sup> menciona que los más utilizados actualmente son los copépodos calanoideos (Figura 5) y algunos harpacoideos (*Tigriopus japonicus*, *Tisbe furcata*, *Acartia sp.* y *Euterpina acutifrons*), los cuales están siendo cultivados. Las ventajas que presentan estos organismos comparados con los rotíferos y la *Artemia salina*, es que contienen todos los nutrientes esenciales que las larvas requieren, por lo que no necesitan ser enriquecidos. Sin embargo, presentan limitaciones ya que estos organismos presentan ciclos de vida largos, comparados con los otros alimentos vivos, además se debe tener cuidado con la selección de la especie de copépodo,

<sup>53</sup> SORGELOOS, P.; DHERT, P. and CANDREVA, P. Use of the brine shrimp, *Artemia sp.*, in marine fish larviculture. s.l.: Journal World Aquaculture, 2000. p. 152.

<sup>54</sup> CIVERA, R.; ALVAREZ, C. y MOYANO, F. Op.cit. p. 17.

ya que una selección errónea conllevaría a disminuir la posibilidad de su captura por parte de la larva.

**Figura 5. Copépodo Calanoide *Paracalanus parvus***



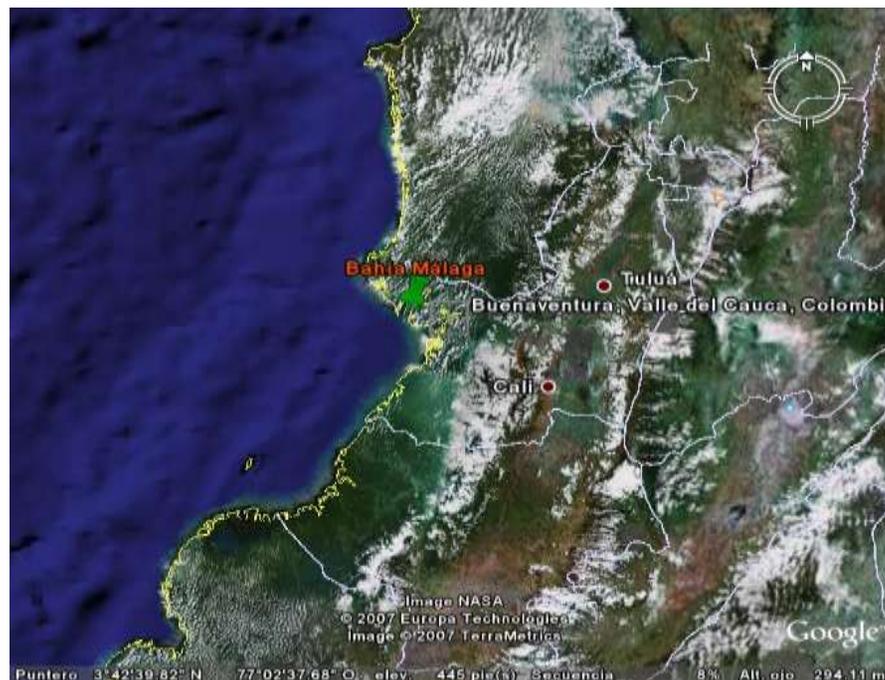
## 5. DISEÑO METODOLÓGICO

### 5.1 LOCALIZACIÓN

El trabajo de campo se desarrolló en la Estación Acuícola Bahía Málaga, ubicada entre los 3° 56' y los 4° 05' Norte, 77° 21' Oeste, en la región central de la Costa Pacífica colombiana en el departamento del Valle del Cauca, municipio de Buenaventura (Figura 6). La zona reposa sobre sedimentos del terciario, lo cual le da una geomorfología rocosa, los vientos soplan todo el año con una velocidad promedio de 5,0 m/s. La temperatura del aire varía anualmente entre 24,9° y 25,8 °C y la humedad fluctúa de 88% en julio a 90,5% en noviembre, debido al efecto de la fuerte nubosidad, y la condensación del vapor de agua y la influencia del viento.

Las mareas son generalmente semidiurnas y la diferencia entre las mareas altas y bajas, sobrepasa los 4,0 m. La temperatura promedio en aguas superficiales es 27,8°C, la salinidad de 25 a 33‰, de acuerdo a las mareas y la mayor tasa de evaporación que se presenta en zonas costeras<sup>55</sup>.

**Figura 6. Localización Estación Acuícola Bahía Málaga**



Fuente: Google earth, 2005.

<sup>55</sup>GAMBOA, J. Inventario estación Acuícola Bahía Málaga. Instituto Colombiano de Desarrollo Rural. Bogotá: INCODER, 2006. p. 1

## 5.2 INSTALACIONES, MATERIALES Y EQUIPOS

El trabajo de campo, se realizó en el área de larvicultura, en doce tanques circulares de fibra de vidrio con capacidad de 1,0 m<sup>3</sup> cada uno (Figura 7). Además cuenta con una línea de aireación generada a través de un blower de 2 HP, líneas de agua abastecidas por gravedad directamente de los reservorios con capacidad de 50 m<sup>3</sup> y el correspondiente sistema de desagüe (Anexo A). Los principales materiales, equipos e insumos utilizados fueron:

### Materiales

- Baldes plásticos de 12 L
- Tinas de 60 L
- Lámparas de 5000 lux
- Mangueras plásticas para aireación
- Mangueras de agua
- Malla de 40, 100, 200 y 500  $\mu$
- Vidriería de laboratorio
- Papelería
- Pipetas Pasteur plásticas
- Aguja hipodérmica de 1 cm
- Cánulas plásticas
- Renovadores
- Tubo para sifonear de ½"
- Piedras difusoras
- Tanques de 1000 L
- Tanques circulares de fibra de vidrio de 1 m<sup>3</sup>
- Filtros de cartucho de 1  $\mu$

### Equipos

- Microscopio Nikon VS2-H triocular
- Equipo multiparámetro Hach: handylab multi 12/set SCHOTT – Geräto GmbH Kasai
- Espectrofotómetro HATCH DR 2700
- Aireador o blower regenerativo de 2 HP
- Cámara fotográfica digital, Canon 3.5X
- Computador Pentium III, Samsung
- Refractómetro manual: ATAGO HAND REFRACTOMETER, Atago N – 1EBX 0 ~ 30‰
- Micrómetro objetivo escala 1:100 SHIBUYA
- Cámara de Neubauer, Improved M0090
- Cámara Sedgewick Rafter referencia S 50 Order Code 02 C 00415

## Insumos

- F/2 de Guillard modificado
- Medio de enriquecimiento Conway
- Nitrato de sodio, tipo comercial  $\text{NaNO}_3$
- Fosfato de sodio, tipo comercial  $\text{NaPO}_4$
- Hiposulfito de sodio, en cristales
- Metasilicato de sodio, líquido al 100%
- Urea comercial
- Protein HUFA - INVE
- Microalgas
- Rotíferos
- Copépodos
- *Artemia salina*
- Agua dulce
- Agua salada
- Quinaldina analítica ®
- Hormona Gonadotropina Coriónica Humana (HCG)
- Lugol
- Agua destilada

**Figura 7. Sala de larvicultura**



### 5.3 PERIODO DE ESTUDIO, MATERIAL BIOLÓGICO Y PROFILAXIS

La investigación se desarrolló durante 13 meses comprendidos de septiembre de 2008 a octubre de 2009. Las actividades realizadas incluyeron producción de alimento vivo, captura de reproductores del medio natural, aclimatación, selección de ejemplares, evaluación de protocolos de maduración hormonal, incubación, eclosión, levante de larvas y monitoreo permanente de estas. Se evaluaron 240.000 larvas de pargo lunarejo a una densidad de 20 larvas/L.

Antes de la siembra de las larvas los 12 tanques de larvicultura se lavaron con abundante agua, cepillo y se desinfectaron con cloro granulado al 65%, el cual se dejó actuar por un periodo de 24 horas. Posteriormente se llenaron con agua de mar, filtrada previamente con cartuchos de 1,0  $\mu$  cada uno, luego se adicionó 50 ml de hipoclorito de sodio al 13% y se dejó actuar por 24 horas, transcurrido este tiempo se neutralizó con 3,0 g de hiposulfito de sodio granulado; se colocaron dos líneas de aireación con piedras difusoras en cada uno de los tanques. Las actividades de sifoneo, limpieza de la superficie, recambios de agua del 20 hasta el 80% y la adición del fito y zooplancton se realizaron diariamente.

**5.3.1 Alimentación.** Las larvas de pargo lunarejo se alimentaron con plancton cultivado en cautiverio y conformado por microalgas (*Tetraselmis* sp. *Nannochloropsis oculata* e *Isochrysis* sp.), rotíferos (*Brachionus plicatilis* y *Brachionus rotundiformis*), copépodos calanoides (*Paracalanus parvus*) y *Artemia salina*. Para este efecto se implementaron los siguientes protocolos:

**5.3.1.1 Cultivo de microalgas.** Se cultivaron mediante sistema Bach, desde volúmenes menores a intermedios (10 ml hasta 90 L) a partir de los medios de cultivo: F/2 de Guillard modificado y Conway. En volúmenes masivos de 2 Ton de algas se aplicaron fertilizantes agrícolas a base de Nitrato, Fósforo y Urea. Una vez alcanzada su máxima densidad al segundo o tercer día de cultivo, se suministró al zooplancton como alimento de este (rotíferos copépodos y *Artemia*). La calidad del agua de los tanques de larvicultura se mantuvo, suministrando una concentración de  $2 \times 10^4$  cel.ml<sup>-1</sup> de microalgas *Tetraselmis* sp.

**5.3.1.2 Cultivo de rotíferos.** Se realizó aplicando la metodología Bach, a partir de la microalga *Nannochloropsis oculata* con una concentración de  $3 \times 10^6$  cel.ml<sup>-1</sup>. El cultivo se inició en un volumen de 200 ml, luego pasados a 3,0 L y terminando en 1000 L, posteriormente se cosecharon y se pasaron a incubadoras de 100 L para ser enriquecidos con Protein HUFA y finalmente ser suministrados a las larvas de pargo lunarejo.

**5.3.1.3 Cultivo de copépodos.** El copépodo cultivado fue *Paracalanus parvus*, aislado en la Estación Acuícola Bahía Málaga, el cual presenta un ciclo de vida de 8 días, durante los cuales se obtiene una producción de nauplios y copepoditos al tercer y quinto día respectivamente. Estos animales fueron mantenidos en tanques

de 4,0 Ton y alimentados diariamente con la microalga *Isochrysis* sp. a una concentración de  $7 \times 10^5$  cel.ml<sup>-1</sup>. Una vez obtenidos los animales suficientes se procedió a cosechar en incubadoras de 500 L, mediante mallas de 100 y 40  $\mu$ , separando adultos de nauplios y suministrando estos últimos a las larvas del estudio.

**5.3.1.4 Cultivo de artemia.** Los quistes de *Artemia salina*, se decapsularon en incubadoras de 100 L, llenadas el 80% con agua de mar y 20% agua dulce, con el fin de optimizar el proceso de eclosión, se estandarizó la temperatura a 30 grados, salinidad de 24‰, y un pH de 8,0. Transcurridos 24 horas se cosecharon a través de tamices de 100 y 200  $\mu$  hasta concentrar lo cosechado en un volumen de 12 L. Posteriormente la *Artemia salina* se cultivo en tanques de 2,0 Ton, que se llenaron con agua de mar y microalgas *Tetraselmis* sp. a una concentración de  $7 \times 10^4$  cel.ml<sup>-1</sup> y se inocularon con nauplios de *Artemia salina*, por un periodo de 3 y 5 días.

**5.3.2 Inducción a la reproducción.** Las siguientes fueron las actividades que se desarrollaron:

**5.3.2.1 Manejo e inducción de reproductores.** Los reproductores de pargo lunarejo se capturaron en la noche en mar abierto, a una profundidad de 17 a 33 m empleando un palangre de fondo, el cual se dejó durante dos horas y luego se recogió. Después de capturar los ejemplares, se retiró el anzuelo y se transfirieron a un tanque de transporte previamente adecuado en la embarcación. Teniendo en cuenta la profundidad en la que se encuentran los pargos, al momento de llegar a la superficie, los pescadores estabilizaron la presión del animal, introduciendo una aguja hipodérmica por un costado acompañado de un suave masaje de la cavidad abdominal, de esta forma el aire sale de la vejiga hidrostática y el ejemplar reduce el estrés de captura, luego los animales se trasladan a la estación experimental de Bahía Málaga, los reproductores se pasaron a tanques de 1000 L para realizar el respectivo proceso de aclimatación e inducción a la maduración.

**5.3.2.2 Selección de machos y hembras.** Se llenaron con agua de mar dos tinas de 60 L de capacidad y se adicionó a cada una de 13 a 16 gotas de Quinaldina analítica ®, después se realizó el muestreo de reproductores seleccionando los machos y hembras a inducir según las características fenotípicas y las condiciones de maduración establecidas por la biopsia ovárica.

Las hembras que registraron ovocitos con núcleo en posición migratoria, se les suministro dos dosis de hormona Gonadotropina Coriónica Humana (HCG), con una aguja hipodérmica en un ángulo de 45 grados, en la base de la aleta pectoral. En la primera dosis se aplicó 1,0 UI/g de peso corporal y 24 horas después la

segunda dosis de 0,5 UI/g de peso corporal<sup>56</sup>. Luego se trasladaron a los tanques de desove con los machos, guardando una relación entre hembras y machos de 1:3; simultáneamente, con la segunda inyección de la hembra, se aplicó la hormona a los machos a una dosis de 0,5 UI/g de peso corporal.

**5.3.3 Desove.** El desove y fecundación de los huevos, ocurrió de 30 y 40 horas después de la primera dosis de hormona aplicada a las hembras. Los huevos se recolectaron por rebosamiento en un colector con malla de 500  $\mu$ , colocado dentro de otro recipiente para evitar el maltrato de los mismos. Luego se concentraron y pasaron a baldes de 12 L de capacidad, con el fin de realizar el respectivo conteo y determinar la tasa de fertilización.

El conteo de huevos, se realizó extrayendo del balde, cinco muestras de 2,0 ml cada una, contando la cantidad de huevos por muestra, calculando un promedio y extrapolándolo al volumen total del balde. En la determinación del porcentaje de fertilización se tomaron dos muestras, contando el número total de huevos por muestra y el número total de huevos fertilizados y no fertilizados.

$$\% \text{ Fertilización} = \frac{\text{No. de huevos fertilizados}}{\text{No. total de huevos}} \times 100$$

**5.3.3.1 Distribución de ovas.** Los huevos fertilizados de pargo lunarejo, se sembraron aleatoriamente en los tanques de larvicultura a una densidad de 33 huevos/L, hasta la eclosión.

**5.3.4 Larvicultura de pargo lunarejo.** Las larvas se sembraron en 12 tanques con una capacidad de 1,0 m<sup>3</sup>, los cuales se llenaron hasta un volumen de 700 L con agua de mar y agua dulce para obtener en seis tanques la salinidad de 20‰ y en los restantes 23‰. Al segundo día se adicionó la microalga *Tetraselmis* sp. en una concentración de 2x10<sup>4</sup> cel/ml, al tercer día se adicionó nauplios de copépodos calanoides y rotíferos en niveles de 0,5 individuos/ml. Esta alimentación se mantuvo hasta el día 13; entre los días 14 y 15 se suministró una dieta de 50% de copépodos y 50% de *Artemia salina*, a partir del día subsiguiente se suministró únicamente *Artemia salina* hasta día 25. El número de horas de luz y oscuridad en la fase de larvicultura varió según las condiciones experimentales de cada tratamiento.

Las características morfométricas y morfológicas se monitorearon diariamente, tomando una muestra de 5 larvas por tanque las cuales fueron ubicadas en portaobjetos de donde se extrajo la mayor cantidad de agua posible, para luego

---

<sup>56</sup>MEJIA, L. y RODRIGUES, C. Evaluación de la Gonadotropina Coriónica Humana (HCG) a diferentes dosis, en la reproducción inducida de pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachnner, 1869) en condiciones de cultivo, en la estación acuícola Bahía Málaga. Pasto, Nariño 2008. p. 84. Trabajo de grado Universidad de Nariño. Facultad de ciencias pecuarias.

ser observadas en un microscopio con micrómetro ocular de 10  $\mu$  de precisión. El análisis estomacal se realizó ubicando un cubreobjetos sobre la larva haciendo presión en ésta, hasta permitir la observación del alimento consumido.

## 5.4 TRATAMIENTOS

En la investigación se evaluaron los siguientes tratamientos:

T1: Fotoperíodo 12 horas luz: 12 horas oscuridad, salinidad 20‰

T2: Fotoperíodo 12 horas luz: 12 horas oscuridad, salinidad 23‰

T3: Fotoperíodo 18 horas luz: 6 horas oscuridad, salinidad 20‰

T4: Fotoperíodo 18 horas luz: 6 horas oscuridad, salinidad 23‰

## 5.5 DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO

**5.5.1 Diseño experimental.** Se utilizó un Diseño Irrestrictamente al Azar (DIA) con un arreglo factorial  $2^2$  con 4 tratamientos y 3 replicas por tratamiento (Tabla 1).

**Tabla 1. Distribución Arreglo Factorial 2 x 2**

Arreglo Factorial 2 x 2		
Factor 1: Fotoperíodo.	Niveles:	F1: 12 horas luz
		F2: 18 horas luz
Factor 2: Salinidad.	Niveles:	S1: 20‰
		S2: 23‰

La unidad experimental se conformó con un tanque de 1 tonelada de agua, una densidad de 20 larvas/L, para un total de 240.000 larvas. No se estudio la unidad experimental completa, sino a través de muestreos en cada uno de los tanques durante el periodo experimental en el que se analizaron.

Para realizar el análisis de varianza se utilizó la siguiente expresión algebraica:

$$Y_{ijkl} = \mu + \tau_i + \alpha_j + (\tau, \alpha)_{ij} + \varepsilon_{ijk} + \eta_{ijkl}$$

Donde:

$Y_{ijkl}$  = Variable Respuesta

$\mu$  = Media Poblacional

$\tau_i$  = Efecto medio del i-ésimo fotoperíodo

$\alpha_j$  = Efecto medio del j-ésimo salinidad

$\varepsilon_{ijk}$  = Error experimental asociado a la k-ésimo unidad experimental

$\eta_{ijkl}$  = Error de muestreo asociado l-ésimo a la muestra

**5.5.2 Análisis estadístico.** Con los datos recolectados de cada variable se aplicó el análisis de varianza (ANOVA); las que mostraron violaciones a los opuestos estadísticos se realizó una transformación aplicando las fórmulas  $\ln(x + 1)$  y  $\sqrt{x}$ <sup>57</sup>. La variable sobrevivencia, se comparó a través de la prueba no paramétrica de Brand Snedecor y las que presentaron diferencias se cotejaron con la prueba de Tukey.

## 5.6 HIPÓTESIS

Las hipótesis comprobadas fueron:

Ho:  $\mu T1 = \mu T2 = \mu T3 = \mu T4$

No existen diferencias estadísticas significativas entre la media de los tratamientos.

Ho:  $\mu T1 \neq \mu T2 \neq \mu T3 \neq \mu T4$

Por lo menos una media de los tratamientos presenta diferencias estadísticas significativas.

## 5.7 VARIABLES

Se evaluaron las siguientes variables

**5.7.1 Sobrevivencia larval.** Número de larvas que se mantienen durante todo el tiempo de cultivo.

$$SI = \left( 1 - \frac{Nf}{Ni} \right)$$

Donde:

SI: Sobrevivencia larval

Ni: número de animales iniciales

Nf: número de animales finales

## 5.7.2 Crecimiento larval.

$$IL = (Lf - Li)/t$$

Donde:

---

<sup>57</sup> MOLINERO, L. Bondad de ajuste a una normal, transformaciones y pruebas no paramétricas En: Estadísticas para biología y ciencias de la salud. España: Alce Ingeniería, Julio 2003. p. 3. Disponible en internet: URL: <http://www.seh-lilha.org/pdf/noparame.pdf>

IL: Incremento de longitud

Lf: longitud final

Li: Longitud inicial

t: Tiempo de cultivo

**5.7.3 Consumo de alimento.** Número de individuos presentes en el tracto digestivo de las larvas.

**5.7.4 Volumen del saco vitelino.**

$$V= 0,1667 \times \pi \times L \times h^2$$

Donde:

V: volumen del saco vitelino

L: longitud del saco vitelino

H: altura

**5.7.5 Volumen de la gota de aceite.**

$$V=0,1667 \times \pi \times D^3$$

Donde:

V: volumen de la gota de aceite

D: diámetro de la gota de aceite

**5.7.6 Abertura de la boca.**

$$A = (2)^{1/2} \times Lms$$

Donde:

A: abertura bucal

Lms: longitud del maxilar superior

**5.7.7 Desarrollo y comportamiento larval.** Registro de características comportamiento correspondientes a cada uno de los estadios de las larvas.

## 6. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

### 6.1 INDUCCIÓN A LA REPRODUCCIÓN

Se indujeron 8 hembras y 24 machos de 600 y 500 g de peso promedio respectivamente de los cuales se obtuvo 425.000 huevos, con un porcentaje de fertilización del 92,97% y de eclosión del 61,2% dando como resultado 241.800 larvas.

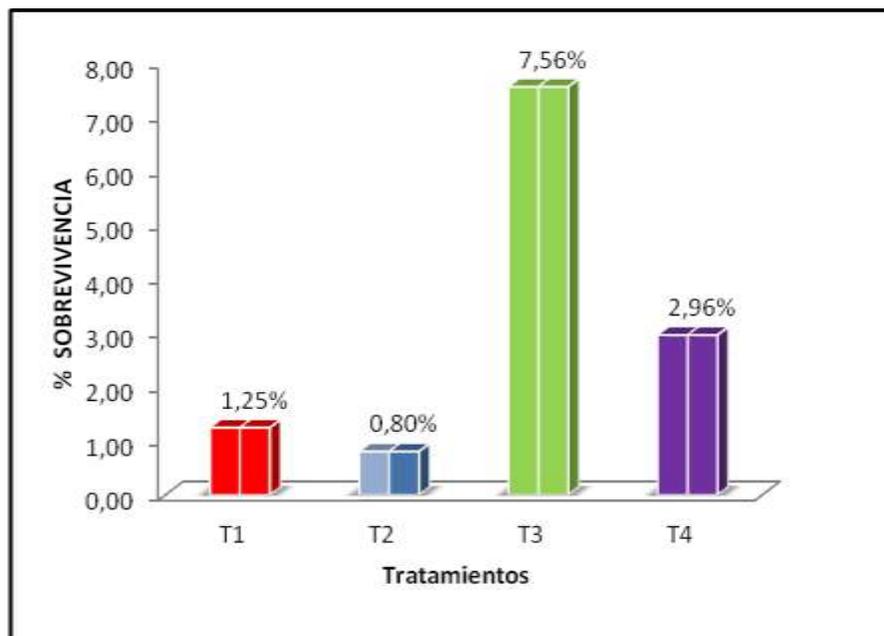
### 6.2 VARIABLES EVALUADAS

El análisis de varianza detectó que por lo menos una de las variables estudiadas registró diferencias estadísticas significativas, lo cual permite aceptar la hipótesis alterna, que sugiere que existe un efecto diferente al menos en una de las variables evaluadas.

### 6.3 SOBREVIVENCIA

La prueba estadística de Brand Snedecor con una confiabilidad del 95%, estableció diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos (Anexo M), de tal manera que el tratamiento con mayor sobrevivencia fue el T3 con el 7,56% seguido del T4, T1 y T2 con 2,96, 1,25 y 0,8 % respectivamente a los 25 días PE (Figura 8).

Figura 8. Sobrevivencia larval



Los resultados de sobrevivencia de la presente investigación demuestran que el tratamiento 3 y 4 registró mayores porcentajes en comparación con los obtenidos por Boza et al.<sup>58</sup> quienes mencionan un 1,5% a los 26 días PE, pero a su vez lo obtenido por Boza es superior a los porcentajes registrados en los tratamientos 1 y 2 de este ensayo. De acuerdo con el historial de investigaciones realizado en la Estación Acuícola Bahía Málaga<sup>59</sup> se ha reportado sobrevivencias de 0,37 a 2,58% en cultivos extensivos en mesocosmos de 12 Ton empleando una densidad de 6,5 larvas/L, fotoperíodo natural y salinidad de  $38.05 \pm 0,7\text{‰}$ , igualmente larviculturas realizadas en esta estación en tanques de 1 Ton a una densidad de 20 larvas/L bajo las mismas condiciones ambientales reportadas por Ortiz<sup>60</sup> han generado sobrevivencias más bajas que las logradas en este trabajo; esto se explica a las diferencias en cuanto fotoperíodo y salinidad entre los tratamientos, siendo la mejor combinación un fotoperíodo 18HL:6HO y salinidad de 23‰ correspondiente al tratamiento 3 lo cual concuerda con Lajonchère y Molejón<sup>61</sup> quienes mencionan que se pueden obtener sobrevivencias altas en salinidades intermedias debido a un ahorro energético en la osmoregulación por un menor costo metabólico a una salinidad mas isotónica respecto a los fluidos del cuerpo y fotoperíodos adecuados para que las actividades de alimentación sean satisfactorias.

Singhagraiwan y Doi<sup>62</sup> observaron en larvas de *L. argentimaculatus*, un 3% de sobrevivencia a los 20 días PE. Watanabe et al.,<sup>63</sup> en *L. analis* publicó un 14,3% a los 38 días PE, para *L. griseus* Cabrera et al.,<sup>64</sup> reportó un 10% a los 19 días de vida, durante los 30 primeros días de cultivo para *L. guttatus* Cano<sup>65</sup> obtuvo del 9 al 30%. Ogle y Lotz<sup>66</sup> encontraron sobrevivencias de 16,5% a los 24 días en *L. campechanus*. Como se puede observar las sobrevivencias son muy variables entre las diferentes especies, lo cual depende en gran medida de la condición de los reproductores, de la calidad de la alimentación que se brinde y de la

---

<sup>58</sup> BOZA J. et. al. Op. cit. p. 239

<sup>59</sup> TORRES, G.; PRIETO, M. y GAMBOA, J. El potencial de un sistema de mesocosmos como alimento vivo en larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachner, 1869) en la Estación Acuícola de Bahía Málaga - Incoder. Buenaventura: Asociación de armadores pesqueros del Pacífico, 2006 p. 14. p 25

<sup>60</sup> ORTIZ, D. Evaluación de los rotíferos *Brachionus rotundiformis* y *Brachionus plicatilis* como fuente de alimento vivo en larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachner, 1869), en la Estación Acuícola Bahía Málaga, Buenaventura – Valle. Pasto: 2010. p. 74. Trabajo de grado. Universidad de Nariño. Facultad de ciencias pecuarias

<sup>61</sup> LAJONCHÈRE L. y MOLEJÓN O. Op. cit. p. 231

<sup>62</sup> SINGHAGRAIWAN, T. and DOI, M. Op. cit. p. 54.

<sup>63</sup> WATANABE, W. et. al. Op. cit. p. 186

<sup>64</sup> CABRERA, J.; CABRERA, T. y MILLÁN, J. Op. cit. p. 60

<sup>65</sup> CANO, A. Reproduction in captivity and cultivation of the Pacific rose spotted snapper, *Lutjanus guttatus* in the Republic of Panamá. Panamá: Journal World Aquaculture, 2003. 153 p

<sup>66</sup> OGLE, J. y LOTZ, J. Op. cit. p. 68.

interacción entre factores ambientales para lograr la eficiencia en la cría de larvas<sup>67</sup>.

## 6.4 CRECIMIENTO LARVAL

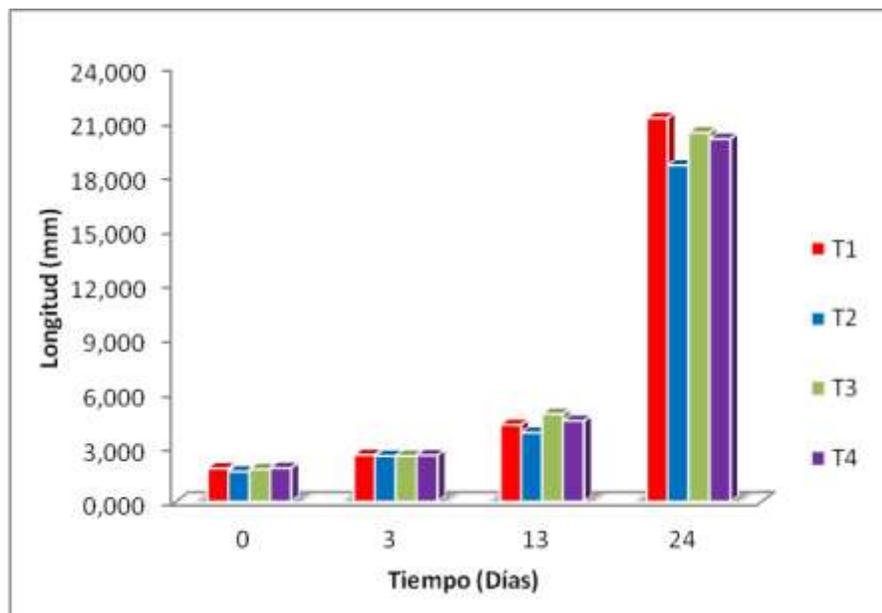
Las larvas presentaron una talla inicial promedio de 1,780 mm; al final del cultivo se registró la mayor longitud en el tratamiento 1 de 21,169 mm y la menor en el tratamiento 2 de 18,562 mm (Tabla 2), siendo esta inferior a los tratamientos 1, 3 y 4 en 12,31%, 8,90% y 7,29%.

**Tabla 2. Crecimiento larval**

	T1	T2	T3	T4
<b>Talla inicial (mm)</b>	1,831	1,662	1,777	1,852
<b>Talla final (mm)</b>	21,169	18,562	20,377	20,023
<b>TCE (%.Día-1)</b>	10,199	10,031	10,172	9,915
<b>TCA (mm)</b>	0,806	0,704	0,775	0,757

El crecimiento larval desde el inicio de la alimentación exógena hasta el día 13 de cultivo fue de 64,67% en T1, 51,56% en T2, 92,19% en T3 y 73,80% en T4 (Anexo B). Con respecto al día 13 se registró al día 24 un crecimiento del 400,16% en T1, 387,49% en T2, 321,45% en T3 y 350,03% en T4 (Figura 9).

**Figura 9. Crecimiento larval (mm)**



<sup>67</sup> LAJOCHÉRE, L. y MOLEJÓN O. Op. cit. p 237

La tasa de crecimiento absoluta (TCA) para larvas de *L. guttatus* con 24 días reportadas en esta investigación (Tabla 2), fue mayor a los resultados obtenidos por Boza et al<sup>68</sup> quienes mencionaron en la misma especie una TCA de 0,243 mm.día<sup>-1</sup>, con 10,23 mm de longitud a los 25 días de eclosión, utilizando un fotoperíodo natural y una salinidad de 30 a 32‰.

Investigaciones realizadas por Lindeman<sup>69</sup> en larvas de *L. analis*, obtuvo un TCA de 0,68 mm.día<sup>-1</sup>, *L. apodus* 0,79 mm.día<sup>-1</sup> y *Ocyurus chrysurus* 0,73 mm.día<sup>-1</sup>, siendo similares a los logrados en este ensayo. Sin embargo Singhagraiwan y Doi<sup>70</sup>, alcanzaron un TCA de 0,47 mm.día<sup>-1</sup> a los 23 días y Emata et al<sup>71</sup> 0,37 mm.día<sup>-1</sup>, a los 28 días en *L. argentimaculatus*; así mismo Ogle y Lotz<sup>72</sup> para *L. campechanus*, reportan un TCA de 0,44 mm.día<sup>-1</sup> a los 24 días y Watanabe et al<sup>73</sup> en *L. analis*, mencionan 0,23 mm.día<sup>-1</sup> a los 21 días, indicando que los valores alcanzados en aquellas investigaciones están por debajo de los obtenidos en este trabajo.

El análisis de varianza (Anexo H), presentó diferencias estadísticas significativas con un nivel de confianza del 95% entre los tratamientos 1, 3 y 4 con respecto al tratamiento 2 en el cual se manejó un fotoperíodo natural con una salinidad de 20‰ dando como resultado una baja TCA, lo que indica que una interacción adecuada entre fotoperíodo y salinidad permite mejores resultados en el crecimiento larval.

## 6.5 VOLUMEN SACO VITELINO

La reabsorción total del saco vitelino en los tratamientos 1, 2 y 4 finalizó a las 36 horas PE, sin embargo el T3 presentó un desarrollo más lento a partir de las 24 horas, terminando este proceso a las 48 horas PE. El volumen del saco vitelino logrado en este ensayo en promedio fue de 0,138 mm<sup>3</sup> a las cero horas PE (Figura

---

<sup>68</sup> BOZA J. et al. Desove inducido y crecimiento larval del pargo manchado, *Lutjanus guttatus*, en la estación de biología marina de Puntarenas Vol. 34. No. 2. Costa Rica: Ciencias marinas, 2008. p. 244

<sup>69</sup> LINDEMAN, K. Development of grunts and snappers of southeast Florida: cross shelf distributions and effects of beach management alternatives. Florida: University of Miami, Coral Gables, 1997. p. 14

<sup>70</sup> SINGHAGRAIWAN T. and DOI M. Induced spawning and larval rearing of the red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, at the Eastern Marine Fisheries Development center. Vol. 4. Thai Mar.fish. Res. Bull, 1993. p. 55

<sup>71</sup> EMATA, A.; EULLARAN, B. and BAGARINAO, T. Induced spawning and early life description of the mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*. Vol. 121. Journal World Aquaculture. 1994. p. 386..

<sup>72</sup> OGLE, J. y LOTZ, J. Characterization of an experimental indoor larval production system for red snapper. Vol. 68. Amsterdam: Journal World Aquaculture, 2006. p. 88

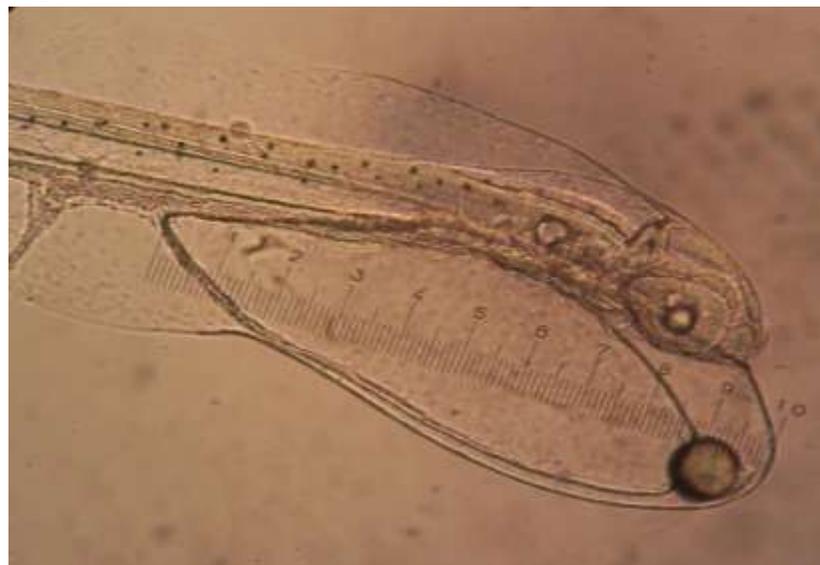
<sup>73</sup> WATANABE, W. et al. Artificial propagation of mutton snapper *Lutjanus analis*, a new candidate marine fish species for aquaculture. Vol. 29. Journal World Aquaculture. Soc, 1998. p. 184.

10), siendo superior al registrado por Cabrera et al.<sup>74</sup> en *L. griseus* con 0,027 mm<sup>3</sup>. Igualmente este mismo autor menciona que a las 6 ½ horas, hay una reabsorción del 4,5% del volumen inicial, mientras que en esta investigación a las 6 horas PE las larvas han consumido el 41% del volumen. Comparado con los resultados obtenidos por Damas et al.<sup>75</sup> las larvas de *L. griseus* absorbieron aproximadamente un 50% de la reserva vitelina a las 12 horas y un 100% a las 22 horas PE; a diferencia de este trabajo donde se registró un 64% en el mismo tiempo y una reabsorción total a las 36 horas PE en los tratamientos 1, 2 y 4 (Tabla 3).

**Tabla 3. Volumen y porcentaje de reabsorción del saco vitelino**

Horas	T1		T2		T3		T4	
	Volumen (mm <sup>3</sup> )	% reabsorción						
0	0,164	0,000	0,125	0,000	0,123	0,000	0,139	0,000
6	0,101	38,559	0,073	41,673	0,071	42,386	0,076	45,182
12	0,065	60,484	0,042	66,277	0,044	64,058	0,048	65,454
18	0,032	80,447	0,026	79,494	0,029	76,152	0,033	76,495
24	0,010	94,141	0,010	92,182	0,015	87,546	0,013	90,870
30	0,000	99,955	0,000	99,959	0,011	91,222	0,000	99,960
36	0,000	99,996	0,000	99,975	0,004	96,521	0,000	99,988
42					0,000	99,953		
48					0,000	99,996		

**Figura 10. Medida del saco vitelino**



<sup>74</sup> CABRERA, T.; ROSAS, J. y MILLÁN, J. Op. cit. p.242.

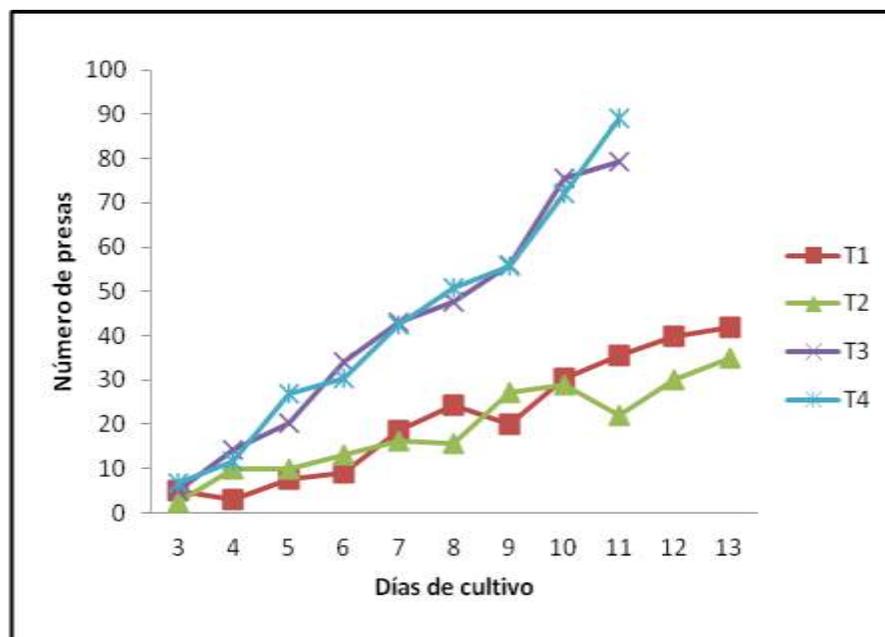
<sup>75</sup> DAMAS, T. et. al. Desarrollo embrionario y prelarval del caballero (*Lutjanus griseus* Linné, 1758). Vol. 3. No. 4. s.l.: Revista Cubana de Investigaciones Pesqueras, 1978. p. 23.

De acuerdo con el análisis de varianza, con un 95% de confiabilidad se puede afirmar que existieron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos 1 y 3 (Anexo I).

## 6.6 CONSUMO DE ALIMENTO

Los menores consumos se presentaron en los tratamientos 1 y 2 (Figura 11), debido al menor número de presas tanto de rotíferos y nauplios de copéodos presentes en los estómagos en comparación con los tratamientos 3 y 4, en los que se observó una mayor alimentación.

**Figura 11. Consumo de alimento**

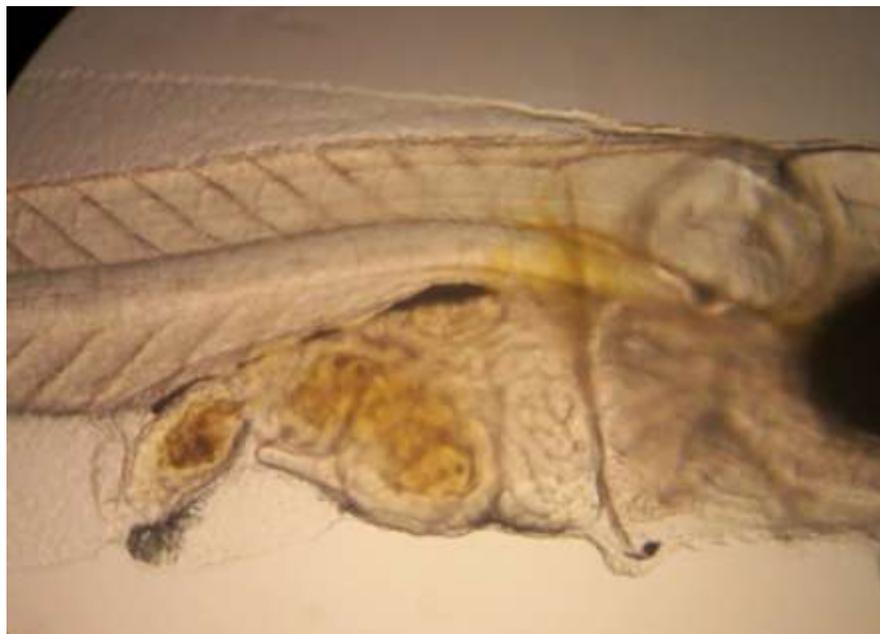


Trabajos de investigación realizados en la Estación Acuícola Bahía Málaga demuestran que alimentar larvas únicamente con rotíferos da como resultado un bajo consumo durante los primeros días de alimentación exógena encontrándose en promedio 3 rotíferos/estómago e incrementándose hasta el final del cultivo en 50 a 80 rotíferos/estómago (Figura 12).

En comparación con los resultados logrados por este ensayo, el consumo de rotíferos (Figura 13) fue aun más bajo debido a una alimentación complementada con nauplios de copéodos, demostrando la preferencia de las larvas por el consumo de estos últimos, el cual fue significativamente mayor en los tratamientos 3 y 4 de 5 a 84 copéodos/estómago a diferencia de los tratamientos 1 y 2 que fue de 2 a 25 copéodos/estómago. Es importante resaltar que una alimentación a base de copéodos presenta una ventaja en cuanto a talla debido a que son más pequeños, de fácil digestión, mas nutritivos por su alto valor calórico y contenido

de carotenos, además de presentar un contenido proteico de 44 a 52% y especialmente de (PUFA n-3), EPA Y DHA<sup>76</sup>, e incluso estos facilitan el paso de la alimentación con rotíferos a la de nauplios de *Artemia* como un alimento intermedio<sup>77</sup>.

**Figura 12. Estómago de una larva de pargo lunarejo**



El análisis de varianza, determinó diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos 1 y 2 con respecto a los tratamientos 3 y 4 con un nivel de confianza del 95%, donde indica que se presentó mas consumo de alimento en los tratamientos 3 y 4 evaluados con el fotoperíodo 18HL:6HO. (Anexo L).

### **6.7 VOLUMEN GOTA DE ACEITE**

La reabsorción de la gota de aceite en promedio en los ensayos 1 y 2 a las 6 horas PE, fue del 83% y del 3 y 4 de un 88% aproximadamente (Anexo D). A las 12 horas el volumen empieza a disminuir considerablemente en el T1 y T2 con un 63%, en comparación con el T3 y T4 de un 80% (Figura 14). De aquí en adelante se mantiene constante hasta las 36 horas, tiempo en el cual finaliza el proceso para los tratamientos 1, 2 y 4, pero se prolonga 24 horas más para el T3 (Figura 15, 16 y 17).

<sup>76</sup> LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN O. Op. cit. p. 205

<sup>77</sup> Ibid., p. 208

**Figura 13. Consumo de rotíferos por una larva**



Según lo reportado por Boza et al.<sup>78</sup> en larvas de *L. guttatus* el volumen de la gota de aceite fue de 0,00079 mm<sup>3</sup>, comparado con el obtenido en este ensayo, es similar con el volumen del tratamiento 3 y 4 (0,00069 y 0,00076 mm<sup>3</sup>) pero a su vez es superior al logrado en los tratamientos 1 y 2 (0,00044 y 0,00052 mm<sup>3</sup>). En otras especies como *L. argentimaculatus* reportado por Emata et al.<sup>79</sup> y Leu et al.<sup>80</sup> fue de 0,0014 mm<sup>3</sup>; en *L. griseus* de 0,0014 y 0,0013 mm<sup>3</sup> citado por Cabrera et al.<sup>81</sup> y 0,00084 mm<sup>3</sup> para *L. campechanus* publicado por Bourque y Phelps<sup>82</sup>, siendo estos valores mayores a los obtenidos en esta investigación

Por lo tanto de acuerdo con el análisis de varianza, con un 95% de confiabilidad se puede afirmar que no existen diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos, lo que indica que esta variable no influyó en los objetivos del estudio (Anexo J).

---

<sup>78</sup> BOZA J. et. al. Op. cit. p. 250.

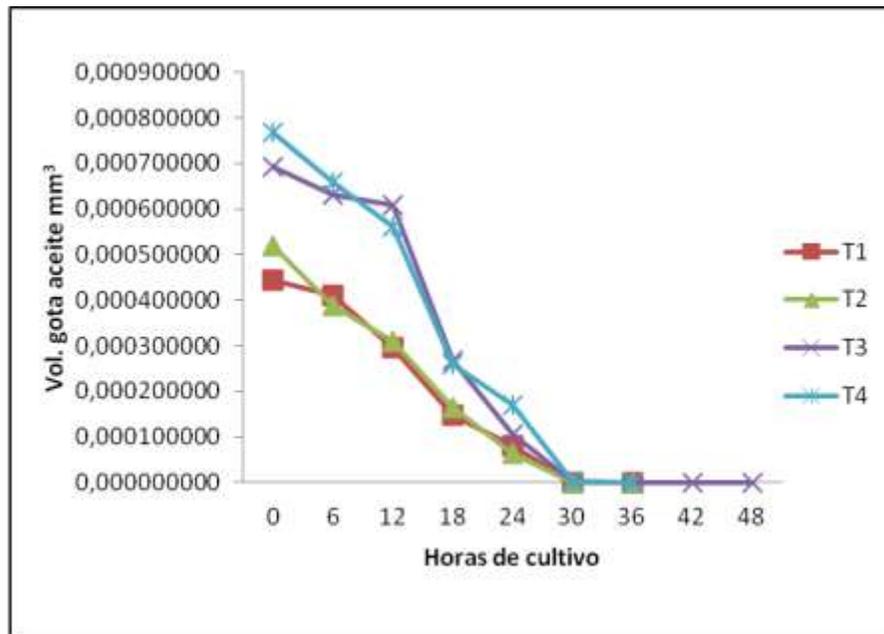
<sup>79</sup> EMATA, A.; EULLARAN, B. y BAGARINAO, T. Op. cit. p. 384.

<sup>80</sup> LEU, M.; CHEN, I. and FANG, L. Natural spawning and rearing of mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, larvae in captivity. Vol. 55. Israeli: Journal World Aquaculture/Bamidgeh. 2003. p. 27.

<sup>81</sup> CABRERA J.; CABRERA, T. and MILLÁN, J. Spawning induction of the mangrove snapper, *Lutjanus griseus* Linnaeus (Pisces: Lutjanidae), matured in captivity. Vol. 31 No. 1-2. s.l.: Arq. Cien. Mar. 1998. p. 65.

<sup>82</sup> BOURQUE, B. and PHELPS, R. Induced spawning and egg quality evaluation of red snapper, *Lutjanus campechanus*. Vol. 38. s.l.: Journal World Aquaculture Soc, 2007. p. 213.

**Figura 14. Reabsorción gota de aceite (mm<sup>3</sup>)**



**Figura 15. Reabsorción gota de aceite día 0 de cultivo**



**Figura 16. Reabsorción gota de aceite día 1 de cultivo**



**Figura 17. Reabsorción gota de aceite día 2 de cultivo**



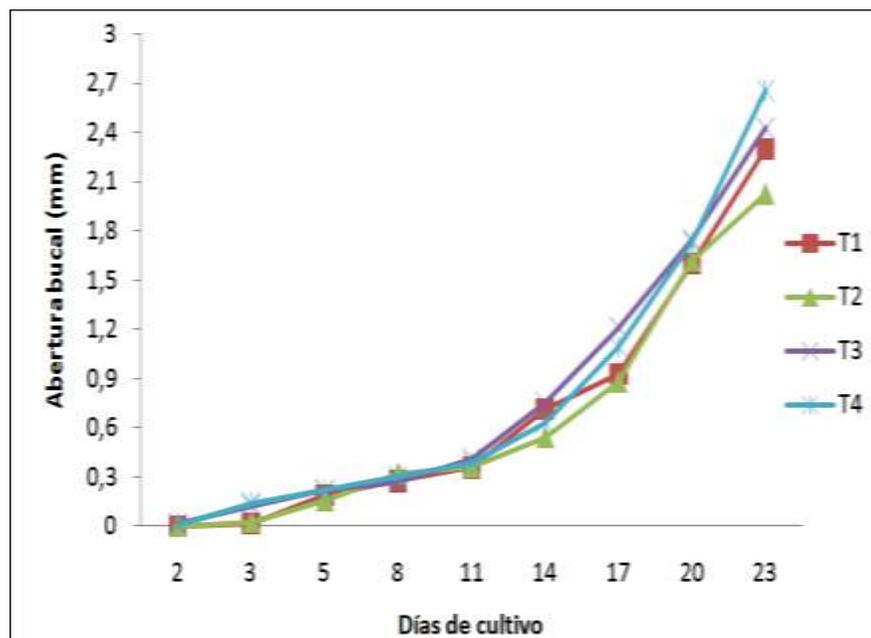
## **6.8 ABERTURA BUCAL**

El desarrollo de la abertura bucal en los cuatro tratamientos desde el día 2 al 13 de cultivo fue homogéneo, registrándose una abertura inicial de 0,015 mm y 0,026 mm en los tratamientos 1 y 2 a las 72 horas PE; en los tratamientos 3 y 4 de

0,013 mm y 0,011 mm a las 48 horas PE (Figura 18). En adelante se presentó un incremento gradual hasta el día 13 de 23,8% en promedio; a partir de este momento se incrementa considerablemente hasta el día 23 con una abertura bucal promedio de  $2,352 \pm 0,26$  mm (Figura 19).

Ortiz<sup>83</sup> reportó en la misma especie una abertura de 0,120 y 0,150 mm a las 72 y 96 horas respectivamente, al igual que Boza et al.<sup>84</sup>, indicó en su trabajo una abertura bucal de 0,105 mm a las 65 horas PE; comparando con los resultados obtenidos en este ensayo, coincide con los valores registrados a las 96 horas PE para el T1 y T2 y a las 72 horas para el T3 y T4. Asimismo Sierra J.<sup>85</sup> menciona una abertura entre 0,120 y 0,150 mm a las 72 horas PE valor que coincide con lo mencionado en este trabajo.

**Figura 18. Abertura bucal mm**



De acuerdo con el análisis de varianza, se puede afirmar que no existen diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos con un nivel de confianza del 95%, lo que indica que esta variable no influyó en los objetivos del estudio (Anexo K).

<sup>83</sup> Ortiz, D. op. cit. p. 74

<sup>84</sup> BOZA J. et. al. Op. cit. p. 244

<sup>85</sup> SIERRA, J. Inducción hormonal (HCG) al desove y larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* como alternativa de diversificación para la maricultura en el pacífico colombiano. CENIACUA. vol. 2. Pasto: Revista Electrónica de Ingeniería en Producción Acuícola año II, 2007. p. 8.

## 6.9 DESARROLLO Y CONDUCTA LARVAL

Los resultados del monitoreo anatómico, fisiológico y comportamental, se presenta en detalle en el cuadro 1.

**Figura 19. Medida abertura bucal**



**Cuadro 1. Desarrollo morfofisiológico y comportamental de las larvas**

Días después de la eclosión	Desarrollo y conducta
Eclosión	Cuerpo transparente presencia notable del notocordio y saco vitelino también transparente. Ojos no pigmentados. Notocordio arqueado a lo largo y por encima del saco vitelino, el cual comienza ligeramente por detrás del extremo anterior de la cabeza y se extiende casi hasta la región del ano. Presencia de una gota de aceite de color amarillo translucido en la región posterior del saco vitelino. La boca no está formada y el tracto digestivo presenta poco desarrollo.
1	Actividad motora débil, con movimientos espasmódicos cortos. Inicio de la formación de los opérculos. Aumento de la pigmentación a lo largo del notocordio. Se aprecia la formación de la última porción del tracto digestivo incluyendo el ano. Se observan las larvas en la superficie. Ojos ligeramente pigmentados. Boca en desarrollo.

2	Aumento de la pigmentación, melanóforos dendríticos distribuidos en la región ventral del notocordio con gran abundancia a lo largo de todo el cuerpo. Pigmentación total de los ojos en las horas de la tarde. Abertura de la boca en las horas de la noche. Primordios de las aletas pectorales visibles. Se aprecia mayor desarrollo del tracto digestivo y pigmentación, Las larvas se encuentran en la parte media y superior de la columna de agua con un nado ascendente dejándose luego caer. Desaparición casi total del saco vitelino y la gota de aceite.
3	Aberturas branquiales en formación. Notocordio presenta una coloración más oscura. Mayor desarrollo de las aletas pectorales. Desaparición total del saco vitelino y la gota de aceite. Definición del estómago y el intestino. Las larvas se concentran en la parte media de la columna de agua. Empieza el consumo de alimento, encontrándose algas y nauplios de copépodos en el estomago.
4	Aberturas nasales visibles. Boca funcional. Aumento de pigmentación en la cabeza y en la región ventral y a lo largo del notocordio. Tracto digestivo con movimientos peristálticos. Las larvas se mantienen en la parte media de la columna de agua. Aumento del consumo de alimento.
5 y 6	Mayor pigmentación en la región ventral y a lo largo del notocordio. Mayor desarrollo de las aberturas branquiales Irrigación sanguínea en la región cefálica y tracto digestivo. Tracto digestivo mas formado con movimientos peristálticos muy activos, alimentándose intensamente de nauplios de copépodos. Inicio del periodo crítico de larvicultura por comienzo del desarrollo de la vejiga hidrostática.
7 y 8	Mayor desarrollo de las aletas pectorales. Aumento de la abertura bucal. Mayor definición del pedúnculo caudal, vejiga hidrostática y cavidad cerebral. La distribución de las larvas se acentúa alrededor de la luz en grupos. Desplazamiento ascendente para la toma de aire y terminación del llenado de la vejiga hidrostática. Presencia de vellosidades intestinales.
9	Periodo crítico en la sobrevivencia larval por finalización del inflado de vejiga hidrostática. Presencia de larvas sin inflado de la vejiga hidrostática. Desarrollo de las lamelas branquiales. Mayor desarrollo de los pliegues intestinales.
10	Inicio de una leve coloración rosada en el corazón. Desarrollo de la aleta dorsal. Vejiga hidrostática completamente formada y en algunos casos se presenta con un volumen excesivo y burbuja.
11	Corazón con mayor pigmentación. Definición de branquias con una pigmentación rosada. Aparición de dos radios duros en la aleta dorsal y uno en la pectoral. Observación de pliegues en el cerebro con una tenue coloración amarilla. Aumento de la

	pigmentación del intestino. Ligera pigmentación amarilla y rosada en los flancos. La distribución de las larvas comienza a ser más amplia desde la superficie hasta el fondo del tanque, localizándose la mayoría en la parte media de la columna de agua.
12	Aparición de cuatro radios duros y un blando en la aleta dorsal. Corazón más activo completamente pigmentado. Se acentúa la coloración amarillenta en el cerebro. Mayor coloración de la vejiga hidrostática. Larvas con movimientos rápidos.
13	Cinco radios duros en aleta dorsal y dos radios duros más desarrollados en la aleta pectoral. Cuerpo con coloración más oscura. Consumo de copepoditos. Abertura bucal mas grande.
14	Pigmentación en los radios duros de la aleta pectoral y dorsal. Formación de radios blandos en la aleta caudal. Prolongación de una aleta dorsal y aparición de una aleta anal.
15	Secreción de mucus. Aletas: dorsal, pectorales, anal y caudal completamente formadas. Además de la pigmentación amarilla el cerebro presenta zonas de coloración negra. Mayor coloración en los flancos, tonos plateados, verdes azules, rojos. Aparecen los primeros dientes. Larvas con gran actividad motriz. Distribución en todo el tanque. Inicio de canibalismo, larvas empiezan a picar a otras.
16 a 20	Aumento de la coloración en todo el cuerpo de la larva, con tonos rojos, azules y plateados. Su dentadura se incrementa. Sistema digestivo se encuentra completamente formado. Ojos de color plateado y negro. Se evidencia un mayor canibalismo al día dieciocho. Comienzan a nadar alrededor de las paredes de los tanques cuando se adiciona microalgas pero contra la corriente.
21 a 23	Se observa coloración en la base de las aletas y en la terminación del notocordio. La circulación se hace visible. Cambio en la coloración de la piel de la larva siendo esta más opaca.
24	Cosecha de larvas.

En el desarrollo de los tratamientos T3 y T4 correspondientes al fotoperíodo 18HL:6HO salinidad 20 y 23‰ durante el día tres de cultivo se evidencio un mayor consumo de alimento debido a un incremento en el fotoperíodo lo cual generó en las larvas un aumento en la actividad y efectividad de la alimentación como lo menciona Lajonchère y Molejón.<sup>86</sup> Para el día 18 se observaron signos de estrés con saltos fuera del agua y nado errático en las horas de la mañana, esto debido a que se obtuvo un mayor número de larvas para la capacidad del tanque y a partir del día 20 se inicio el canibalismo. En los demás días de cultivo se observo un

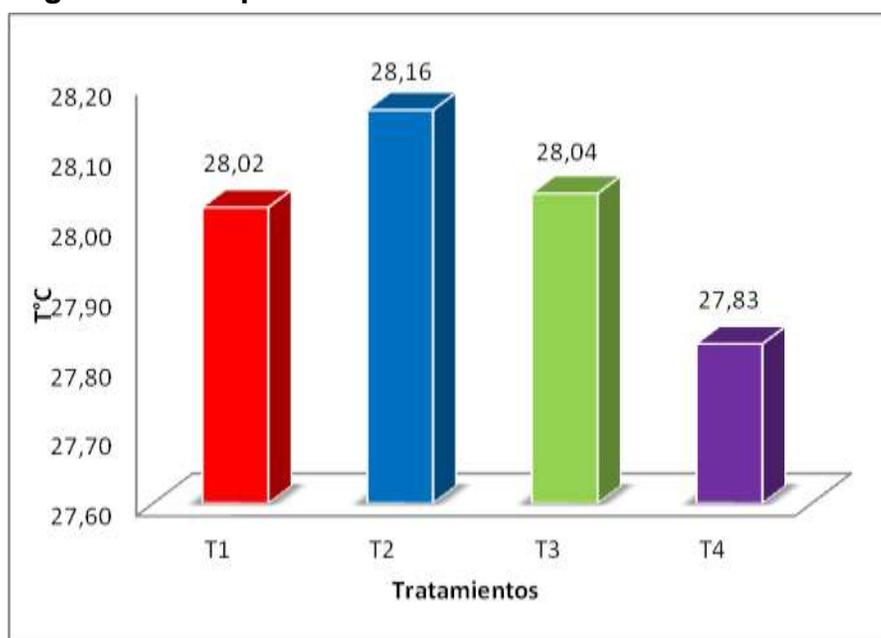
<sup>86</sup> LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN, O. P. 233

desarrollo y comportamiento larval similar al registrado en el fotoperíodo 12HL:12HO Salinidad 20 y 23‰.

## 6.10 PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS

**6.10.1 Temperatura.** Los datos registrados para temperatura en promedio fue de  $28,02 \pm 0,72$  °C en el T1,  $28,16 \pm 0,67$  °C en el T2,  $28,04 \pm 0,66$  °C para el T3 y finalmente en el T4 de  $27,83 \pm 0,67$  °C (Anexo G). Esto indica que no se presentó ninguna variación de este parámetro permaneciendo constante para los cuatro tratamientos durante todo el periodo de estudio (Figura 20). Manteniéndose entre los rangos establecidos por Lajonchère<sup>87</sup> de 26 – 30°C para especies marinas.

Figura 20. Temperatura



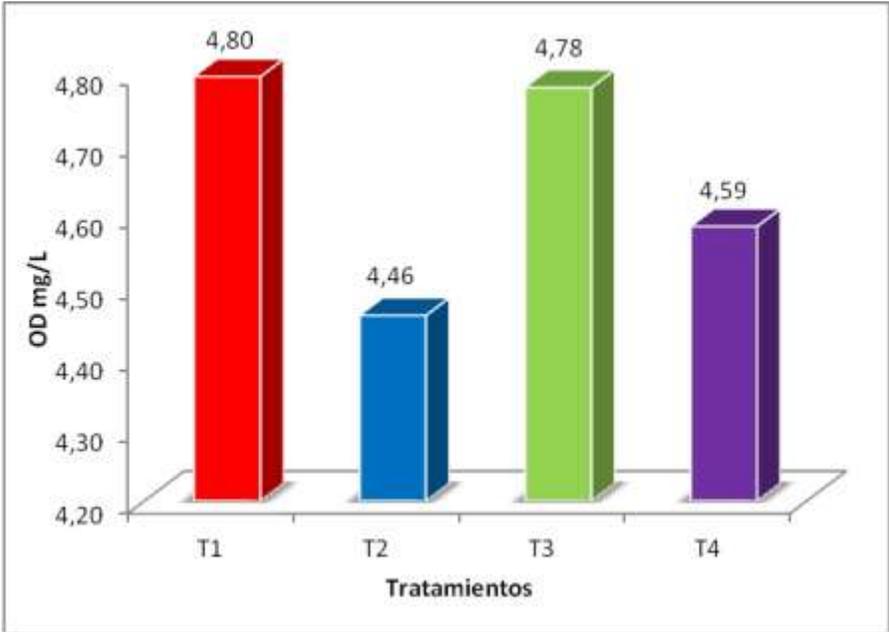
**6.10.2 Oxígeno disuelto.** Los datos registrados para este parámetro en promedio para el T1 fue de  $4,80 \pm 0,08$  mg/L, en T2 de  $4,46 \pm 0,03$  mg/L,  $4,78 \pm 0,11$  mg/L T3 y  $4,59 \pm 0,04$  mg/L para el T4 (Figura 21), cuyos datos se encuentran en los rangos establecidos por Lajonchère y Molejón<sup>88</sup> quien menciona que el oxígeno aparentemente sólo es limitante en sus niveles bajos, inferiores a 4 y se han recomendado niveles de 5 - 7 ppm en muchas especies, especialmente durante el establecimiento de la alimentación exógena.

<sup>87</sup> Ibid., p 229

<sup>88</sup> Ibid., p. 231.

**6.10.3 pH.** Para este parámetro no se presentó variación alguna, manteniéndose en 7,0 (Anexo G) valor que se encuentra entre el rango de aceptación de 6,5 a 8,5 para la especie<sup>89</sup>.

**Figura 21. Oxígeno disuelto (mg/L)**



<sup>89</sup> LAJONCHERE, L. y MOLEJÓN, O. Op. cit. p. 215.

## 7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

### 7.1. CONCLUSIONES

- La mejor sobrevivencia se obtuvo en el tratamiento 3 con un 7,56% el cual correspondió a un fotoperíodo 18HL:6HO y una salinidad de 23‰ debido a que permite un consumo temprano de alimento y menor gasto de energía en los procesos de osmoregulación a causa de la mejor salinidad del ambiente acuático.
- La mayor tasa promedio de crecimiento absoluta de los ejemplares evaluados fue de 0,775 mm.día<sup>-1</sup> a los 24 días post eclosión (PE) en el tratamiento 3 que es muy alta tanto para larvas de *L. guttatus* como para especies de la misma familia.
- El consumo de alimento fue superior en los tratamientos 3 y 4 debido a un mayor fotoperíodo.
- La larvas de *Lutjanus guttatus* mejoran la sobrevivencia y las condiciones de crecimiento, cuando se suministra alimento vivo como rotíferos (*Brachionus rotundiformis* y *Brachionus plicatilis*), copépodos (*Paracalanus parvus*) y *Artemia salina*, en sus diferentes estadios.
- La reabsorción de la gota de aceite y el saco vitelino, fue normal según la información registrada en esta especie.
- La abertura bucal fue mas rápida en los tratamientos 3 y 4 a las 48 horas y la más lenta se presento en los tratamientos 1 y 2 a las 72 horas post eclosión (PE).

### 7.2 RECOMENDACIONES

- Utilizar graduadores de luz con el fin de reducir el estrés de las larvas y simular condiciones de penumbra en el amanecer y atardecer.
- Incrementar el tamaño de las burbujas de aire con el propósito de evitar confusiones con rotíferos, lo cual afecta la flotabilidad larval y puede causar la muerte, principalmente al inicio de la alimentación exógena.
- Realizar investigaciones con fotoperíodos diferentes al evaluado en este ensayo y de esta manera mejorar la homeostasis.

## BIBLIOGRAFÍA

ARELLANO, M.; ROJAS, A.; GARCÍA, F.; CEBALLOS, B. Y VILLALEJO, M. Ciclo reproductivo del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachner, 1869) en las costas de Guerrero, México. En: Revista de Biología Marina y Oceanografía, Vol. 36. No. 1. (2001) p. 8. Disponible en Internet: URL: <http://www.revbiolmar.cl/resumenes/v361/361-1.pdf>.

BLAXTER, J. and HUNTER, J. The biology of clupeoid fishes. Vol. 28 s.l.: Adv. Mar. Biol, 1982. p. 210 - 240

BOURQUE, B. and PHELPS, R. Induced spawning and egg quality evaluation of red snapper, *Lutjanus campechanus*. Journal World Aquaculture Soc. Vol. 38. 2007. p. 208-217

BOZA J.; CALVO E.; SOLIS N y KOMEN J. Desove inducido y crecimiento larval del pargo manchado, *Lutjanus guttatus*, en la estación de biología marina de Puntarenas Vol. 34. No. 2. Costa Rica: Ciencias marinas, 2008. p. 239-253

CABRERA J.; CABRERA, T. and MILLÁN, J. Spawning induction of the mangrove snapper, *Lutjanus griseus* Linnaeus (Pisces: Lutjanidae), matured in captivity. Vol. 31. No.1-2. s.l.: Arq. Cien. Mar, 1998. p. 57-63.

CABRERA, T; ROSAS, J y MILLÁN, J. Reproducción y desarrollo larvario del pargo dientón (*Lutjanus griseus* L. 1758) (Pisces: Lutjanidae) cultivado en cautiverio; En: Caribbean Journal of Science. Boca de Rio: Venezuela. Vol. 33. No. 3-4. 1997 p. 239. Disponible en Internet: URL: <http://www.ciidirsinaloa.ipn.mx/Acua00/Memorias%20del%20Simposium/Cultivo%20de%20Pargo.pdf>

CANO, A. Reproduction in captivity and cultivation of the Pacific rose spotted snapper, *Lutjanus guttatus* in the Republic of Panamá. Panamá: Journal World Aquaculture, 2003. p. 153

CAÑAVATE J. Cultivo larvario de pargo (*Pagrus pagrus*) y Sargo (*Diplodus sargus*) en el CICEM "EL TORUÑO" [online]. Cartaya: Centro de investigación y cultivo de especies marinas. 11 dic. 2003 [citado 11 dic, 2009]. Disponible en internet: URL: [http://www.diveraqua-redaqua.org/web/pdf/cd\\_diversemin\\_p/13canavate.pdf](http://www.diveraqua-redaqua.org/web/pdf/cd_diversemin_p/13canavate.pdf).

CIVERA, R.; ALVAREZ, C. y MOYANO, F. Nutrición y alimentación de larvas de peces marinos. En: SIMPOSIUM INTERNACIONAL DE NUTRICIÓN ACUÍCOLA

(7º.: 2009 Julio). Memorias del VII Simposium internacional de nutrición acuícola. Hermosillo, Sonora, México: 28 julio, 2009. p.12.

CLARO, R. y LINDEMAN, K. Biología y manejo de los pargos (Lutjanidae) en el atlántico occidental Instituto de Oceanología. La Habana, Cuba: CITMA, 2004. p. 472, en CD-ROM, ISBN 978-959-298-011-2.

COLOMBIA, MINISTERIO DE AGRICULTURA. Sistema de información de pesca y acuicultura: Boletín mensual. [On line]. Colombia: El ministerio, Mayo 2008 [Citado 16 abril 2010]. Disponible en internet. URL://http://www.cci.org.co/boletinmayo2008.pdf.

CUARTAS, A.; ROSAS, J.; VELÁSQUEZ, A. y CABRERA, T. Inducción al desove, desarrollo embrionario y larval del corocoro rayao *Haemulon bonariense* Cuvier, 1830. Vol. 38 No. 1. Porlamar: Venezuela. Revista de Biología Marina y Oceanografía. (Julio de 2003). p. 27-37.

DAMAS, T.; BORRERO, M.; MILLARES, N. y GONZÁLEZ, E. Desarrollo embrionario y prelarval del caballero (*Lutjanus griseus* Linné, 1758). Vol. 3. No. 4. s.l.: Revista cubana de Investigaciones Pesqueras. 1978. p. 11–37

DEL RÍO, V.; ROSAS, J.; VELÁSQUEZ, A. y CABRERA, T. Desarrollo embrionario-larval y tiempo de metamorfosis del pez tropical *Xenomelaniris brasiliensis* (Pisces: Atherinidae). Vol. 53. No. 3 s.l.: Revista Biología Tropical. (September-December 2005) p. 503-513,

DEVILLERS, C. Structural and dynamic aspects of the development of the teleostean egg. Morphol: Journal World Aquaculture, 1961. p. 379

DOI, M.; SINGHAGRAIWAN, T.; SINGHAGRAIWAN, S. and OHNO, A. An investigation of copepods being applied as initial food organisms for red snapper larvae. Vol. 5. s.l.: Thai Mar. Fish. Res. Bull. 1994. p. 21 - 26.

EMATA, A.; EULLARAN, B. and BAGARINAO, T. Induced spawning and early life description of the mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*. Vol. 121. Journal World Aquaculture. 1994. p. 381-387.

FOOD AND AGRICULTURAL ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS (FAO). Estadísticas de pesca, capturas. [on line] Roma: FAO, 2000 [Citado 16 abril 2010]. Disponible en Internet: URL:http://www.fao.org/docrep/field/003/AB473S/AB473S02.htm.

GAMBOA, J. Inventario estación Acuícola Bahía Málaga. Instituto Colombiano de Desarrollo Rural. Bogotá: Instituto colombiano de desarrollo rural, 2006. p. 1

GOVONI, J. BOEHLERT, G. and WATANABE, Y. The physiology of digestion in fish larvae. Environ. Vol. 16. s.l.: Boil. Fishes, 1986. p. 59

HAGIWARA, A.; GALLARDO, W.; ASSAVAAREE, M.; KOTANI, T. and ARAUJO, A. Live food production in Japan: Recent progress and future aspects. Vol. 200. Amsterdam: Journal World Aquaculture, 2001. p. 111-127.

HERRERA, M. Desarrollo científico y tecnológico para el cultivo de pargos (*Lutjanus sp.*) en jaulas flotantes. México: Secretaria de pesca. Subsecretaria de fomento y desarrollo pesquero, 1994. p. 82

HOLLIDAY, F. The effects of salinity on the eggs and larvae of teleosts. In: Hoar, W. y Randall, D. Fish Physiology, Vol. 1. New York: Academic Press, 1969. p. 311

HUNTER, J. Feeding ecology and predation of marine fish larvae. En: Fish Larvae: Morphology, ecology, and relation to fisheries. s.l.: Journal World Aquaculture, 1984. p. 54.

LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN, O. Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América Latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías. En: Reproductores. México: The World Aquaculture Society, 2001. p. 304

LAVENS, P. y ZORRUELOS, P. Importancia del alimento vivo en peces marinos En: Revista Electrónica de Ingeniería en Producción Acuícola año II, Vol. 2. Pasto: Universidad de Nariño, 2007. p. 170

LÉGER, P.; GRUMONPRÉ, E.; VAN BALLAER, E. and SORGELOOS, P. Advances in the enrichment of rotifers and artemia as food sources in marine larviculture. No. 10. España: Aquaculture Society Span, 1989. p. 141 - 142

LEU, M.; CHEN, I. and FANG, L. Natural spawning and rearing of mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, larvae in captivity. Vol. 55. Israeli: Journal World Aquaculture/Bamidgeh, 2003. p. 22-30

LINDEMAN, K. Development of grunts and snappers of southeast Florida: cross shelf distributions and effects of beach management alternatives. Florida: University of Miami, Coral Gables, 1997. p. 419

LÓPEZ, J. Nutrición acuícola. Colombia: Universidad de Nariño, Facultad de zootecnia, Pasto, 1997. 210. p.

LÓPEZ P.; ROSAS, J.; VELÁSQUEZ, A.; CABRERA, T. y MANEIRO, C. Desarrollo embrionario y larval del bolo *Diplectrum radiale* Quoy y Gaimard, 1824

(Pisces: Serranidae). Vol. 37. No. 2. s.l.: Revista de biología marina y oceanografía. (septiembre, 2002). p. 127 - 137

MATA, E.; ROSAS J.; VELÁSQUEZ, A. and CABRERA, T. Inducción hormonal al desove y descripción larval del corocoro *Orthopristis ruber* Cuvier (Pisces: Haemulidae). Porlamar: Venezuela. Revista de Biología Marina y Oceanografía. Vol. 39 No.1. (julio de 2004). p. 21-29.

MAY, R. Larval mortality in marine fishes and the critical period concept. En: The early life history of fish. New York: Thai Mar. Fish. Res. Bull, 1974. p. 1 - 19.

MEJIA, L. y RODRIGUES, C. Evaluación de la Gonadotropina Coriónica Humana (HCG) a diferentes dosis, en la reproducción inducida de pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachnner, 1869) en condiciones de cultivo, en la estación acuícola Bahía Málaga. Pasto, Nariño 2008. p. 84. Trabajo de grado. Universidad de Nariño. Facultad de ciencias pecuarias.

MILLARES, N., M. BORRERO, T. DAMAS y E. GONZÁLEZ. Desove inducido en la baijaiba *Lutjanus synagris* (Linne, 1758). Vol. 4. No. 1. s.l.: Revista Cubana de Investigaciones Pesqueras. 1979. p.1–20.

MOLINERO, L. Bondad de ajuste a una normal, transformaciones y pruebas no paramétricas En: Estadísticas para biología y ciencias de la salud. España: Alce Ingeniería, Julio 2003. p. 3. Disponible en internet: URL: <http://www.seh-lelha.org/pdf/noparame.pdf>

MORETTI, A.; PEDINI, M.; CITTOLIN, G. and GUIDASTRI, R. Manual on hatchery production of seabass and gilthead seabream. Vol. 1. Rome: FAO, 1999. p. 194

NASH, C.; KUO, C. y MCCONNELL, S. Operational procedures for rearing larvae of the grey mullet (*Mugil cephalus* L.). Vol. 3. s.l.: Journal World Aquaculture. 1988. p. 15-24

O`CONNELL, C. Development of organ systems in the northern anchovy, *Engraulis mordax*, and other teleosts. Vol. 21. s.l.: Amer. Zool, 1981, p. 429

OCAMPO, P. Aplicación de técnicas de cultivo en jaulas flotantes para peces y camarones en zonas estuarinas de Bahía Málaga, Pacífico colombiano En: SEMINARIO NACIONAL DE CIENCIAS Y TECNOLOGÍAS DEL MAR (7º.: 1990.) Memorias VII seminario nacional de ciencias y tecnologías del mar. Comisión colombiana de oceanografía. Colombia, 1990. 10 p.

OGLE, J. y LOTZ, J. Characterization of an experimental indoor larval production system for red snapper. Vol. 68. Amsterdam: Journal World Aquaculture, 2006. p. 86 - 91.

ORTIZ, D. Evaluación de los rotíferos *Brachionus rotundiformis* y *Brachionus plicatilis* como fuente de alimento vivo en larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachner, 1869), en la Estación Acuícola Bahía Málaga, Buenaventura – Valle. Pasto: 2010. p. 74. Trabajo de grado. Universidad de Nariño. Facultad de ciencias pecuarias.

SIERRA, J. Inducción hormonal (HCG) al desove y larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* como alternativa de diversificación para la maricultura en el pacífico colombiano. CENIACUA. Vol. 2, Pasto: Revista Electrónica de Ingeniería en Producción Acuícola año II, 2007. p. 14.

SINGHAGRAIWAN T. and DOI M. Induced spawning and larval rearing of the red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, at the Eastern Marine Fisheries Development center. Vol. 4. s.l.:Thai Mar.fish. Res. Bull, 1993. p. 45 - 75.

SORGELOOS, P.; DHERT, P. and CANDREVA, P. Use of the brine shrimp, *Artemia* sp, in marine fish larviculture. s.l.: Journal World Aquaculture, 2000. p. 147 - 159.

SORGELOOS, P. and LAVENS, P. Manual on the production and use of live food for aquaculture. Fisheries technical paper. Vol. 361, Rome: FAO, 1996. p. 9 - 10.

TUCKER, J. Marine Fish Culture. Boston: Kluwer Academic Publishers, 1998. P. 230.

TORRES, G.; PRIETO, M. y GAMBOA, J. El potencial de un sistema de mesocosmos como alimento vivo en larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Stendachner, 1869) en la Estación Acuícola de Bahía Málaga - Incoder. Buenaventura: Asociación de Armadores Pesqueros Industriales del Pacífico, 2006 p. 229 – 246

VU, T. Étude du développement du tube digestif des larves de bar *dicentrarchus labras*. Archivos de Zoología. Vol. 117. España: 2009. p 493

WATANABE, W.; ELLIS, E.; ELLIS, S.; CHAVES, J. and MANFREDI, C. Artificial propagation of mutton snapper *Lutjanus analis*, a new candidate marine fish species for aquaculture. Vol. 29. Journal World Aquaculture. Soc, 1998. p. 179-187

WATANABE, T. y KIRON, V. Prospects in larval fish dietetics. Vol. 124. No. 1/4. Amsterdam: Journal World Aquaculture, 1994. p. 243

# **ANEXOS**

## **Anexo A. Instalaciones Estación Acuícola Bahía Málaga**

Laboratorios, oficinas y habitaciones 326 m<sup>2</sup>

Área de reproducción 224 m<sup>2</sup>

Área de larvicultura 63 m<sup>2</sup>

Área cultivo masivo de microalgas 54 m<sup>2</sup>

Área de mesocosmos 120 m<sup>2</sup>

Área de alevinaje 42 m<sup>2</sup>

Área de bodega y taller 70 m<sup>2</sup>

Área de alimento y cuarto frío 18 m<sup>2</sup>

Área planta eléctrica 16 m<sup>2</sup>

## Anexo B. Crecimiento larval (mm)

<b>DÍA</b>	<b>T1</b>	<b>T2</b>	<b>T3</b>	<b>T4</b>
<b>Eclosión</b>	1,831	1,662	1,777	1,852
<b>3</b>	2,570	2,512	2,516	2,560
<b>11</b>	3,451	3,364	3,951	3,550
<b>13</b>	4,233	3,808	4,835	4,449
<b>15</b>	5,296	4,453	6,376	5,814
<b>20</b>	10,309	9,622	11,956	10,023
<b>Cosecha (24)</b>	21,169	18,562	20,377	20,023

### Anexo C. Reabsorción de saco vitelino (volumen mm<sup>3</sup>)

<b>Horas</b>	<b>T1</b>	<b>T2</b>	<b>T3</b>	<b>T4</b>
<b>0</b>	0,163837	0,124560	0,122940	0,138760
<b>6</b>	0,100663	0,072651	0,070831	0,076066
<b>12</b>	0,064741	0,042005	0,044187	0,047936
<b>18</b>	0,032034	0,025542	0,029319	0,032615
<b>24</b>	0,009600	0,009738	0,015311	0,012669
<b>30</b>	0,000073	0,000051	0,010791	0,000056
<b>36</b>	0,000007	0,000032	0,004277	0,000017
<b>42</b>			0,000058	
<b>48</b>			0,000005	

#### Anexo D. Reabsorción de la gota de aceite (volumen mm<sup>3</sup>)

<b>Horas</b>	<b>T1</b>	<b>T2</b>	<b>T3</b>	<b>T4</b>
<b>0</b>	0,000442829	0,000518977	0,000693384	0,000768800
<b>6</b>	0,000410612	0,000388940	0,000629830	0,000657654
<b>12</b>	0,000295000	0,000309717	0,000609988	0,000562322
<b>18</b>	0,000146438	0,000163864	0,000269007	0,000258463
<b>24</b>	0,000081420	0,000064872	0,000104484	0,000169941
<b>30</b>	0,000000484	0,000000521	0,000002551	0,000002089
<b>36</b>	0,000000042	0,000000216	0,000000652	0,000000526
<b>42</b>	0,00	0,00	0,000000237	0,00
<b>48</b>			0,000000030	

### Anexo E. Abertura bucal (mm)

horas	T1	T2	T3	T4
2	0,000	0,000	0,013	0,011
3	0,015	0,026	0,125	0,142
4	0,171	0,152	0,162	0,145
5	0,186	0,157	0,220	0,217
6	0,229	0,205	0,222	0,220
7	0,249	0,241	0,249	0,263
8	0,275	0,321	0,273	0,299
9	0,307	0,328	0,360	0,340
10	0,338	0,338	0,369	0,343
11	0,357	0,360	0,410	0,386
12	0,437	0,430	0,570	0,553
13	0,558	0,529	0,579	0,558
14	0,712	0,543	0,751	0,630
15	0,753	0,574	1,002	0,760
16	0,782	0,702	1,089	0,888
17	0,927	0,881	1,209	1,091
18	1,163	0,936	1,388	1,192
19	1,494	1,267	1,718	1,484
20	1,600	1,620	1,750	1,728
21	1,885	1,697	1,907	1,834
22	2,049	1,972	2,315	2,129
23	2,300	2,027	2,426	2,657

**Anexo F. Consumo de alimento (Número de presas)**

<b>DIA</b>	<b>T1</b>	<b>T2</b>	<b>T3</b>	<b>T4</b>
<b>3</b>	5	2	5	7
<b>4</b>	3	10	14	12
<b>5</b>	8	10	20	27
<b>6</b>	9	13	34	30
<b>7</b>	19	16	43	42
<b>8</b>	24	16	48	51
<b>9</b>	20	27	56	56
<b>10</b>	30	29	76	72
<b>11</b>	36	22	79	89
<b>12</b>	40	30		
<b>13</b>	42	35		

## Anexo G. Parámetros fisicoquímicos durante la larvicultura de pargo lunarejo

### Temperatura °C

Días	T1		T2		T3		T4	
	06:00 a.m.							
0	29,6	28,7	29,0	28,3	29,3	28,8	28,7	28,0
1	29,0	28,0	29,0	28,1	29,0	28,1	28,7	27,8
2	28,4	27,2	28,4	27,3	28,1	27,3	28,0	27,0
3	27,7	26,8	27,6	27,0	27,6	27,6	27,3	26,6
4	28,0	27,0	27,9	27,1	28,2	26,9	27,6	26,8
5	27,7	27,3	27,8	27,2	27,8	27,4	27,5	26,9
6	28,1	27,3	27,2	27,5	28,1	27,3	26,9	27,2
7	28,3	27,3	28,7	27,8	28,1	27,2	28,4	27,5
8	29,1	28,2	29,2	28,3	29,1	28,3	28,8	28,0
9	29,2	28,3	29,2	28,3	29,2	28,1	28,9	27,9
10	28,4	27,7	28,5	27,9	28,6	27,6	28,2	27,5
11	28,7	27,6	28,7	27,6	28,6	27,7	28,3	27,3
12	29,4	28,0	29,4	28,2	29,3	28,1	29,0	27,9
13	29,6	28,2	29,7	28,5	29,4	28,2	29,4	28,1
14	28,0	26,7	28,1	27,0	28,0	26,7	27,8	26,7
15	27,5	26,8	28,1	27,1	27,5	27,0	27,8	26,8
16	28,0	26,9	28,6	27,1	27,8	26,8	28,2	26,8
17	28,7	26,9	28,8	27,6	28,6	27,0	28,5	27,3
18	27,4	26,9	28,5	27,1	27,3	27,0	28,2	26,8
19	29,5	28,3	29,7	28,6	29,5	28,2	29,3	28,3
20	28,7	27,5	28,7	27,9	28,7	27,6	28,4	27,6
21	28,2	26,7	28,7	26,9	28,3	26,5	28,3	26,5
22	28,6	27,8	28,6	27,8	28,6	27,8	28,3	27,5
23	29,1	28,1	29,1	28,2	29,3	28,3	28,7	27,9

## Oxigeno mg/L

Días	T1		T2		T3		T4	
	06:00 a.m.							
0	5,68	4,55	3,97	3,25	5,19	4,20	4,09	3,37
1	3,50	4,91	3,13	4,44	3,89	4,36	3,25	4,56
2	4,51	4,24	4,03	4,04	4,86	4,21	4,15	4,16
3	4,98	4,78	4,49	4,55	4,84	4,62	4,61	4,67
4	5,47	4,25	5,53	4,12	5,34	3,99	5,65	4,24
5	4,77	3,70	4,67	4,24	5,07	4,33	4,79	4,36
6	4,02	3,82	4,25	3,98	4,09	4,22	4,47	4,10
7	4,16	4,44	3,91	3,75	4,08	4,58	4,03	3,87
8	4,01	4,12	4,13	3,68	3,89	3,97	4,25	3,80
9	3,98	3,70	3,72	3,79	4,16	3,68	3,84	3,91
10	3,67	4,76	3,76	3,68	4,03	4,46	3,88	3,80
11	3,89	3,88	3,63	3,82	3,87	3,84	3,75	3,94
12	4,08	3,58	4,22	3,52	4,11	3,71	4,34	3,64
13	4,85	4,31	4,84	3,83	4,94	4,65	4,96	3,95
14	5,63	5,35	5,05	4,90	5,48	5,46	5,17	5,02
15	5,16	4,76	4,36	4,11	5,01	5,05	4,48	4,23
16	6,34	5,55	5,17	5,17	6,52	5,43	5,29	5,29
17	5,55	5,80	5,14	5,90	5,09	5,63	5,26	6,02
18	5,23	4,88	4,36	4,06	5,20	4,96	4,48	4,18
19	5,02	4,28	4,74	3,87	5,24	4,45	4,86	3,99
20	4,47	3,82	4,54	4,35	4,63	4,03	4,66	4,47
21	5,24	7,99	4,04	7,67	4,98	7,61	4,16	7,79
22	7,04	4,35	7,05	5,15	7,03	4,32	7,17	5,27
23	5,12	7,89	4,89	6,78	5,08	7,06	5,01	6,90

## Anexo H. Análisis de varianza para la variable incremento de longitud

Fuente	Suma de Cuadrados	GI	Cuadrado Medio	F-Ratio	P-Valor
Modelo	2611,31	95	27,4874	41,40	0,0000
Residuos	127,476	192	0,663935		
<b>Total (Corr.)</b>	<b>2738,78</b>	<b>287</b>			

$P < 0,01$ , hay una relación estadísticamente significativa al 99% de nivel de confianza.

### Prueba de Tukey HSD; nivel de confianza 95%

Tratamiento	Recuento	LS Media	LS Sigma	Grupos Homogéneos
2	72	40,2394	0,0960277	X
1	72	40,7766	0,0960277	X
4	72	40,8099	0,0960277	X
3	72	41,101	0,0960277	X

Contraste	Diferencia	+/- Limites
1 - 2	*0,537166	0,351955
1 - 3	-0,324424	0,351955
1 - 4	-0,0332788	0,351955
2 - 3	*-0,86159	0,351955
2 - 4	*-0,570445	0,351955
3 - 4	0,291145	0,351955

\* denota una diferencia estadísticamente significativa.

**Anexo I. Análisis de varianza para la variable volumen del saco vitelino**

<b>Fuente</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>GI</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	<b>F-Ratio</b>	<b>P-Valor</b>
<b>Modelo</b>	172140,0	26	6620,76	5,87	0,0000
<b>Residuos</b>	59743,5	53	1127,24		
<b>Total (Corr.)</b>	<b>231883,0</b>	<b>79</b>			

P<0.01, hay una relación estadísticamente significativa al 99% de nivel de confianza.

**Prueba de Tukey HSD; nivel de confianza 95%**

<b>Tratamiento</b>	<b>Recuento</b>	<b>LS Media</b>	<b>LS Sigma</b>	<b>Grupos Homogéneos</b>
3	23	38,4185	7,06425	X
4	21	49,5505	7,32652	XX
2	18	51,8851	7,91355	XX
1	18	68,2604	7,91355	X

<b>Contraste</b>	<b>Diferencia</b>	<b>+/- Limites</b>
1 - 2	16,3753	29,6863
1 - 3	*29,8418	28,1385
1 - 4	18,7099	28,6065
2 - 3	13,4666	28,1385
2 - 4	2,33463	28,6065
3 - 4	-11,1319	26,9968

\* denota una diferencia estadísticamente significativa.

**Anexo J. Análisis de varianza para la variable volumen de la gota de aceite**

<b>Fuente</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>GI</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	<b>F-Ratio</b>	<b>P-Valor</b>
Modelo	0,0000134424	27	4,97867E-7	5,71	0,0000
Residuos	0,00000461808	53	8,71335E-8		
<b>Total (Corr.)</b>	<b>0,0000180605</b>	<b>80</b>			

P > 0,10 no es estadísticamente significativo al 90% de nivel de confianza

### Anexo K. Análisis de varianza para la variable abertura bucal

<b>Fuente</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>GI</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	<b>F-Ratio</b>	<b>P-Valor</b>
<b>Modelo</b>	280,42	83	3,37856	2,36	0,0000
<b>Residuos</b>	240,865	168	1,43372		
<b>Total (Corr.)</b>	<b>521,285</b>	<b>251</b>			

P > 0,10, no es estadísticamente significativo al 90% de nivel de confianza

**Anexo L. Análisis de varianza para la variable consumo de alimento**

<b>Fuente</b>	<b>Suma de Cuadrados</b>	<b>GI</b>	<b>Cuadrado Medio</b>	<b>F-Ratio</b>	<b>P-Valor</b>
<b>Modelo</b>	57617,8	39	1477,38	33,26	0,0000
<b>Residuos</b>	3554,0	80	44,425		
<b>Total (Corr.)</b>	<b>61171,8</b>	<b>119</b>			

**P < a 0,01, es estadísticamente significativo al 99% de nivel de confianza.**

**Prueba de Tukey HSD; nivel de confianza 95%**

<b>Tratamiento</b>	<b>Recuento</b>	<b>LS Media</b>	<b>S Sigma</b>	<b>Grupos Homogéneos</b>
2	33	19,2727	1,16026	X
1	33	21,4242	1,16026	X
3	27	41,7037	1,28272	X
4	27	42,8148	1,28272	X

<b>Contraste</b>	<b>Diferencia</b>	<b>+/- Limites</b>
1 - 2	2,15152	4,30538
1 - 3	*-20,2795	4,53827
1 - 4	*-21,3906	4,53827
2 - 3	*-22,431	4,53827
2 - 4	*-23,5421	4,53827
3 - 4	-1,11111	4,75978

\* denota una diferencia estadísticamente significativa.

### Anexo M. Prueba Brand Snedecor para sobrevivencia

TRATAMIENTOS					
Respuesta	T1	T2	T3	T4	Total
Éxito	747,00	170,00	4.535,00	1.776,00	<b>7.228,00</b>
Fracaso	59.253,00	59.830,00	55.465,00	58.224,00	<b>232.772,00</b>
<b>Total</b>	<b>60.000,00</b>	<b>60.000,00</b>	<b>60.000,00</b>	<b>60.000,00</b>	<b>240.000,00</b>
Pi	0,012	0,003	0,076	0,030	0,030
Pi*a <sub>i</sub>	9,300	0,482	342,770	52,570	217,683

$$\chi^2_c = 6417,008$$

$$\chi^2_{t(1-\alpha); v} = 5,99$$

Como  $\chi^2_c > \chi^2_{t(1-\alpha); v}$ ; existen diferencias estadísticas significativas entre tratamientos