



Larva de *Lutjanus guttatus* (18 dde)

EVALUACIÓN DE DIETAS A BASE DE COPÉPODOS Y ROTÍFEROS EN EL
CRECIMIENTO Y SOBREVIVENCIA DE LARVAS DE PARGO LUNAREJO
(*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869), EN LA ESTACIÓN ACUÍCOLA BAHÍA
MÁLAGA-ICA, BUENAVENTURA, COLOMBIA

MÓNICA GUADALUPE MORENO PÉREZ
CARLOS ALBERTO QUIROZ VICUÑA

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

EVALUACIÓN DE DIETAS A BASE DE COPÉPODOS Y ROTÍFEROS EN EL
CRECIMIENTO Y SOBREVIVENCIA DE LARVAS DE PARGO LUNAREJO
(*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869), EN LA ESTACIÓN ACUÍCOLA BAHÍA
MÁLAGA-ICA, BUENAVENTURA, COLOMBIA

MÓNICA GUADALUPE MORENO PÉREZ
CARLOS ALBERTO QUIROZ VICUÑA

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

Presidente
ARIEL EMIRO GÓMEZ CERÓN
Biólogo Marino. Esp.

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 la Tesis de Grado, son responsabilidad exclusiva de su autor”

Artículo 1^{ero} del acuerdo N° 324 de octubre 11 de 1966, emanado del Honorable Consejo Superior de la Universidad de Nariño.

NOTA DE ACEPTACIÓN:

ARIEL EMIRO GÓMEZ CERÓN
Presidente

JESÚS HERNANDO GAMBOA D'CROZ
Copresidente

JULBRINNER SALAS BENAVIDES
Jurado delegado

VILMA YOLANDA GÓMEZ NIEVES
Jurado

San Juan de Pasto, 17 de Noviembre de 2010

DEDICO:

A Dios por darme el valor, la voluntad y la valentía para superar las dificultades de este duro camino alcanzando cada una de mis metas.

A mis padres ARGEMIRO y CARMEN que han puesto toda la dedicación, sacrificio y buen ejemplo para sacar adelante nuestra familia.

A mi hermano JHOJAN por quien siento gran admiración.

A mis hermanos YULIANA, YESSICA, DANNY, JHENIFER, porque son la inspiración para seguir brindando lo mejor de mi.

A JHANET por ayudarme, alentarme en cada paso y estar siempre conmigo

A LIDA para que Dios la guie por el buen camino y le dé sabiduría en su vida.

A mis tíos ARNULFO y MARÍA, a quienes recuerdo siempre.

A todos mis familiares y amigos, que colaboraron para la realización de este proyecto.

Mónica Guadalupe Moreno Pérez

“Solo progresaremos en el planeamiento y manejo efectivo de los recursos marinos y costeros, aprendiendo de las experiencias, concientizando a los responsables que dependen o afectan los usos, la calidad y la sostenibilidad de los ecosistemas costeros alrededor del mundo”.

(Conferencia para la Zona Costera, Canadá 2002)

DEDICO:

Principalmente a Dios; por darme la oportunidad de estudiar, de seguir adelante afrontando las dificultades con madurez y dedicación, logrando alcanzar esta meta tan anhelada y poder seguir mi camino en esta profesión.

A mis Padres y a mi familia por brindarme su apoyo y esforzarse cada día para ofrecerme esta oportunidad.

A mis amigos por apoyarme y entregarme su amistad que ha sido tan importante para superar muchos problemas durante el transcurso de mi Carrera.

A mi novia MARIANA por ser la persona que me inspiro y me ayudó a seguir adelante hasta alcanzar mi propósito.

Carlos Alberto Quiroz Vicuña

AGRADECIMIENTOS

Los autores expresan sus agradecimientos a:

JESÚS HERNANDO GAMBOA D'CROZ	Biólogo Marino
GUSTAVO ADOLFO TORRES VALENCIA	Profesional en Acuicultura
LUIS ALONSO MERIZALDE	Biólogo
DIEGO PRETEL	Biólogo
ARIEL EMIRO GÓMEZ CERÓN	Biólogo Marino, Esp.
JULBRINNER SALAS BENAVIDES	Biólogo
VILMA YOLANDA GÓMEZ NIEVES	Bióloga
MARCO ANTONIO IMUEZ FIGUEROA	Zootecnista, Esp.
ARSENIO HIDALGO	Matemático.
LINA PAOLA IBARRA USUGA	Tecnóloga en Acuicultura
JAGLIN EVELIO LÓPEZ	Tecnólogo en Acuicultura
GUILLERMO IBARRA VALLEJO	Ingeniero en Producción Acuícola
JUAN DAVID DELGADO	Ingeniero en Producción Acuícola
PIEDAD MEJÍA SANTACRUZ	Secretaria programa de Ingeniería en Producción Acuícola.
OSCAR MEJÍA SANTACRUZ	Economista, Universidad de Nariño
LUIS ALFONSO SOLARTE PORTILLA	Secretario Académico Facultad de Ciencias Pecuarias

A ACODIARPE (Asociación Colombiana de Industriales y Armadores Pesqueros), y a la Estación Acuícola Bahía Málaga adscrita al Instituto Colombiano de Agricultura ICA; entidades que apoyaron con el financiamiento de esta investigación.

Especial agradecimiento a los operarios de la Estación Acuícola Bahía Málaga y a todas las personas que de una u otra forma contribuyeron al desarrollo exitoso de este proyecto.

CONTENIDO

	pág.
GLOSARIO	
RESUMEN	
ABSTRACT	
INTRODUCCIÓN	18
1. DEFINICIÓN Y DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA	20
2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA	21
3. OBJETIVOS	22
3.1 OBJETIVO GENERAL	22
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	22
4. MARCO TEÓRICO	23
4.1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA	23
4.2 GENERALIDADES DE LA ESPECIE	23
4.2.1 Biología	23
4.2.2 Distribución geográfica y hábitat	25
4.2.3 Hábitos alimenticios	26
4.2.4 Capturas	27
4.3 REPRODUCCIÓN	29
4.3.1 Inducción del desove	31
4.3.2 Desarrollo embrionario y larval	32
4.4 LARVICULTURA	34
4.5 ESTADO DEL ARTE: ALIMENTO VIVO	39
4.5.1 Microalgas	39
4.5.2 Rotíferos	42
4.5.3 Copépodos	47
4.5.4 Artemia	52
5. DISEÑO METODOLÓGICO	56
5.1. LOCALIZACIÓN	56
5.2 INSTALACIONES, EQUIPOS, MATERIALES E INSUMOS	57
5.2.1 Instalaciones	57
5.2.2 Equipos	57
5.2.3 Materiales	58
5.2.4 Insumos	59
5.3 MATERIAL BIOLÓGICO	59
5.4 PERÍODO DE ESTUDIO	59
5.5 PLAN DE MANEJO	60

	pág.	
5.5.1	Adecuación de instalaciones	60
5.5.2	Manejo del material biológico	61
5.5.3	Producción de alimento vivo	62
5.5.4	Alimentación de las larvas	67
5.5.5	Calidad de agua y mantenimiento de los tanques	68
5.5.6	Muestras	69
5.5.7	Cosecha de larvas	69
5.6	TRATAMIENTOS	69
5.7	DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO	70
5.8	FORMULACIÓN DE HIPÓTESIS	71
5.9	VARIABLES EVALUADAS	72
5.9.1	Incremento de talla	72
5.9.2	Sobrevivencia	73
5.9.3	Sobrevivencia a la Prueba de resistencia al estrés	73
5.9.4	Índice de frecuencia de presas	73
5.9.5	Relación Beneficio-Costo	74
6.	PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	75
6.1	VARIABLES EVALUADAS	75
6.1.1	Incremento de talla	75
6.1.2	Sobrevivencia	83
6.1.3	Sobrevivencia a la Prueba de resistencia al estrés	85
6.1.4	Índice de frecuencia	87
6.1.5	Calidad de agua	89
6.1.5.1	Temperatura	89
6.1.5.2	Oxígeno	90
6.1.5.3	Salinidad	91
6.1.5.4	Potencial de Hidrogenación (pH)	92
6.1.5.5	Amonio	93
6.1.5.6	Fotoperiodo	93
6.1.6	Relación Beneficio-costos	94
7.	CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	97
7.1	CONCLUSIONES	97
7.2	RECOMENDACIONES	98
	BIBLIOGRAFÍA	99
	ANEXOS	109

LISTA DE TABLAS

	pág.
Tabla 1. Protocolo de larvicultura en pargos lunarejos	36
Tabla 2. Composición química de diferentes microalgas	40
Tabla 3. Incremento de talla	75
Tabla 4. Longitud total final	79
Tabla 5. Incremento de abertura bucal	80
Tabla 6. Abertura bucal final	82
Tabla 7. Porcentaje de Supervivencia	83
Tabla 8. Porcentaje de Supervivencia en la Prueba de resistencia al estrés	86
Tabla 9. Costos parciales de producción de Algas	95
Tabla 10. Costos parciales de producción de Rotíferos (<i>B. rotundiformis</i>)	95
Tabla 11. Costos parciales de producción de Copépodos (<i>P. parvus</i>)	95
Tabla 12. Costos e ingresos de producción durante el período experimental	96

LISTA DE FIGURAS

	pág.
Figura 1. Pargo lunarejo (<i>Lutjanus guttatus</i> , Steindachner, 1869)	24
Figura 2. Desembarcos de pargo lunarejo en el puerto de Buenaventura	28
Figura 3. Distribución porcentual de las principales especies desembarcadas por la flota industrial y artesanal del océano pacífico durante mayo de 2010	29
Figura 4. Tanques de desove con colectores de huevos	32
Figura 5. Diferentes estadios embrionarios de <i>Lutjanus guttatus</i>	34
Figura 6. <i>Brachionus rotundiformis</i>	43
Figura 7. Anatomía externa e interna de un Rotífero	44
Figura 8. <i>Paracalanus parvus</i>	49
Figura 9. Anatomía externa e interna de un Copépodo	50
Figura 10. Diferentes estadios de vida de un Copépodo	50
Figura 11. <i>Artemia</i>	53
Figura 12. Anatomía externa e interna de <i>Artemia</i>	54
Figura 13. Proceso de activación de un quiste de <i>Artemia</i>	55
Figura 14. Ubicación de la Estación Acuícola Bahía Málaga (EABM)	56
Figura 15. Sala de larvicultura	58
Figura 16. Larva de pargo lunarejo	59
Figura 17. Instalaciones	60
Figura 18. Revisión de la hembra con cánula	61
Figura 19. Microalgas	62

	pág.
Figura 20. Cultivo de algas en tubos de ensayo	63
Figura 21. Cultivos menores de Algas	64
Figura 22. Cultivos masivos de Algas	64
Figura 23. Cultivo de Rotíferos	65
Figura 24. Separación de nauplios y adultos de copépodos	68
Figura 25. Alimentación de las larvas	68
Figura 26. Distribución esquemática de los tratamientos	70
Figura 27. Incremento de talla	76
Figura 28. Longitud total diaria durante el período experimental	78
Figura 29. Incremento de Abertura Bucal (AB)	81
Figura 30. Abertura bucal diaria durante el período experimental	83
Figura 31. Porcentaje de sobrevivencia	84
Figura 32. Porcentaje de Sobrevivencia en la Prueba de resistencia al estrés	86
Figura 33. Índice de frecuencia del alimento vivo	88
Figura 34. Temperatura diaria durante el período experimental	90
Figura 35. Oxígeno disuelto diario durante el período experimental	91
Figura 36: Salinidad diaria durante el período experimental	92
Figura 37: pH diario durante el período experimental	93
Figura 38: Relación Beneficio-Costo	96

LISTA DE ANEXOS

	pág.
Anexo A. Medio modificado de Guillard y Ryther (1962) (cultivos algales)	110
Anexo B. Análisis de Ácidos grasos en Rotíferos	111
Anexo C. Análisis de Ácidos grasos en Rotíferos, Copépodos y <i>Artemia</i>	112
Anexo D. Análisis de Ácidos grasos en <i>Artemia</i>	113
Anexo E. Morfología del material biológico	114
Anexo F. Morfología de las hembras reproductoras	114
Anexo G. Porcentaje de fertilización y eclosión	114
Anexo H. Parámetros fisicoquímicos por tratamiento	115
Anexo I. Longitud diaria de las larvas de pargo lunarejo (cm)	116
Anexo J. Abertura bucal diaria de las larvas de pargo lunarejo	117
Anexo K. Registros de sobrevivencia y sobrevivencia a la prueba de resistencia al estrés	118
Anexo L. Análisis de varianza para Incremento de Talla	119
Anexo M. Pruebas de Múltiples Rangos para Incremento de Talla	119
Anexo N. Análisis de varianza para Incremento de abertura bucal	120
Anexo O. Pruebas de Múltiples Rangos para incremento de abertura bucal	120
Anexo P. Prueba de Brand Snedecor para sobrevivencia	121
Anexo Q. Prueba de contraste para diferencia de proporciones con muestras grandes	121
Anexo R: Prueba de Bran Snedecor para la Prueba de resistencia al estrés	122
Anexo S: Índice de frecuencia para alimento vivo (T3)	123

GLOSARIO

AGUA VERDE (GREENWATER): es una técnica de adición de microalgas al sistema como un accesorio, no como una fuente directa de alimentos, utilizando *Nannochloropsis*, e *Isochrysis*, permite la reducción de la mortalidad, mejora la salud de los peces, el contraste visual, aumenta el valor nutritivo de presas vivas que consumen las microalgas y estabiliza la calidad del agua.

AMBIENTES FITOTELMATAS: ambientes acuáticos formados naturalmente por una planta en el cual habitan organismos acuáticos, varían desde hojas modificadas a partes florales, cáscaras de frutos e inclusive huecos en los troncos de los árboles.

APÉNDICES: estructuras anatómicas pares de los artrópodos formadas por elementos articulados entre sí, la característica fundamental es que están formados por una serie de piezas o artejos unidos entre sí por una membrana articular elástica que permite realizar movimientos rápidos y precisos.

APÉNDICES BIRRÁMEOS: son apéndices con dos ejes en donde se articulan dos ramas, una principal interna (endopodio) y otra secundaria externa (exopodio), puede tener funciones respiratorias; los apéndices birrámeos son típicos de los artrópodos acuáticos (trilobites y crustáceos).

APÉNDICES UNIRRÁMEOS: apéndices con un solo eje constituidos por un número variable de artejos, los apéndices unirrámeos son típicos de los artrópodos terrestres (arácnidos, miriápodos e insectos).

COPÉPODOS: microcrustáceos considerados entre las alternativas de alimentación en acuicultura, algunos de estos organismos pertenecen al zooplancton marino representando la base de las presas consumidas en el medio natural son por ello alimentos de referencia de reconocida eficacia de la cría de larvas.

ENZIMAS ENDÓGENAS: las produce el propio animal, producidas en diferentes partes del tracto intestinal en cantidad dependiendo de la especie y la edad.

ENZIMAS PROTEOLITICAS: ó proteasas son un grupo de enzimas que rompen la cadena larga de moléculas que forman las proteínas formando fragmentos más cortos llamados péptidos que son moléculas formadas por aminoácidos.

HERMAFRODITISMO PROTÁNDRICO: tipo de hermafroditismo en el cual los individuos funcionan primero como machos y luego cambian para actuar como hembras.

HUEVOS DE RESISTENCIA: los huevos de resistencia están protegidos por membranas especiales y recién se desarrollan después de un período de inactividad que puede durar semanas o años.

HUFA: ácidos grasos que contienen varios enlaces dobles entre las moléculas de carbono. Los ácidos grasos señalados como HUFA son también PUFA pero se separan de PUFA en que contienen tres o más enlaces dobles del carbono.

MACRO NUTRIENTES: son utilizados directa o indirectamente para sintetizar compuestos orgánicos que regeneran la célula. Estos elementos son: H, O, C, N, P, S, K, Mg.

MESOCOSMOS: ecosistema aislado en un volumen relativamente grande de agua, de 1 a 10.000 metros cúbicos. Utilizado sobre todo para el cultivo de organismos como alimento vivo en jarras, tanques, bolsas plásticas, estanques y recintos.

MICRO NUTRIENTES: son utilizados en menos cantidad como catalizadores o reguladores; estos son: Fe, Mn, Cu, Zn, Mo, U, B, Cl, Co, Ca, Si, Na.

PARGOS O HUACHINANGOS: familia Lutjanidae, familia de peces marinos incluida en el orden Perciformes, se distribuyen por aguas tropicales y subtropicales de los océanos Atlántico, Índico y Pacífico. El cuerpo puede alcanzar una longitud máxima de 1 m, la mayoría de las especies son depredadores de crustáceos y peces viviendo en profundidades de hasta 450 m.

PRUEBA DE RESISTENCIA AL ESTRÉS: ésta prueba es utilizada para evaluar la resistencia que genera un tipo de alimento frente a condiciones adversas como: exposición al aire, cambios de salinidad, cambios en la calidad del agua. Una mayor calidad nutricional de los alimentos influye directamente en la sobrevivencia de esta prueba.

RESUMEN

La presente investigación se realizó en la Estación Acuícola de Bahía Málaga (EABM) en Buenaventura, Colombia; evaluando la primera alimentación de larvas de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869); esta especie de gran importancia económica para el Pacífico Colombiano, es explotada y comercializada debido a su aspecto, coloración, sabor y precio mostrando signos de sobre-explotación. Durante el estudio se realizó una comparación entre tres tipos de dietas de alimento vivo por espacio de 25 días, donde se suministró Copépodos calanoides (*Paracalanus parvus*) como tratamiento 1; Rotíferos (*Brachionus rotundiformis*) como tratamiento 2 y una combinación entre estos denominado tratamiento 3, para obtener los mejores resultados en sobrevivencia, crecimiento y relación beneficio - costo.

Se empleó un diseño completamente al azar (DCA) conformado por tres tratamientos con tres replicas, cada unidad experimental fue representada por un tanque de 1 m³ con 10.000 larvas de pargo lunarejo. En la variable incremento de talla se realizó el análisis de varianza (ANOVA) ($P \leq 0,05$) y la prueba de Tukey; para sobrevivencia y sobrevivencia a la prueba de resistencia al estrés se empleó la prueba de Brand – Snedecor; aplicando la prueba de contraste de poblaciones con muestras grandes en donde hubo diferencias estadísticas.

El mejor tratamiento para la variable incremento de talla fue el tratamiento 3 con un incremento diario de $0,721 \pm 0,02$ mm respecto al tratamiento 1 ($0,524 \pm 0,198$ mm) y el tratamiento 2 ($0,396 \pm 0,162$ mm). En la variable de sobrevivencia se encontró diferencias estadísticas entre todos los tratamientos donde el T3 (2,88 %) fue el mejor tratamiento en contraste con el T1 (2,70 %), y el T2 (1,45 %). En la prueba de resistencia al estrés no existieron diferencias estadísticas entre tratamientos; T1 y T2 presentaron una sobrevivencia del 100 % cada uno y el T3 registró 90,28 %. La mayor relación Beneficio Costo la presentó el T2 con 0,052, el T1 y T3 obtuvieron valores de 0,034 y 0,030 respectivamente.

Palabras clave: Larvicultura, *Lutjanus guttatus*, alimento vivo, *Brachionus rotundiformis*, *Paracalanus parvus*, crecimiento, sobrevivencia, estrés.

ABSTRACT

This research was conducted at the Aquaculture Station of Bahia Malaga (EABM) in Buenaventura, Colombia, evaluating the first feeding of larvae of red snapper (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869), is kind of great economic importance to the Colombian Pacific, is exploited and commercialized because of its appearance, color, taste and price showing signs of over-exploitation. During the study a comparison was made between three types of live food diets for 25 days, which provided calanoid copepods (*Paracalanus parvus*) as treatment 1, and Rotifers (*Brachionus rotundiformis*) as treatment 2 and a combination of these known treatment 3, to obtain the best results in survival, growth and benefit - cost.

We used a completely randomized design (CRD) consisting of three treatments with three replicates and each experimental unit was represented by a 1 m³ tank with 10,000 larvae of snappers. Increase in the size variable was the analysis of variance (ANOVA) ($P \leq 0.05$) and Tukey test, for survival and survival to the strength test was used to stress test Brand - Snedecor, applying contrast test populations with large samples where statistical differences.

The best treatment for variable length was increased in treatment 3 with a daily increase of 0.721 ± 0.02 mm compared to treatment 1 (0.524 ± 0.198 mm) and treatment 2 (0.396 ± 0.162 mm). In the survival variable statistical differences were found among all treatments where T3 (2.88%) was the best treatment in contrast to T1 (2.70%) and T2 (1.45%). In the test of resistance to stress there were no statistical differences between treatments T1 and T2 showed a 100% survival and T3 each recorded 90.28%. The highest cost benefit was lodged on T2 0.052, T1 and T3 values were 0.034 and 0.030 respectively.

Keywords: Larviculture, *Lutjanus guttatus*, live food, *Brachionus rotundiformis*, *Paracalanus parvus*, growth, survival, stress.

INTRODUCCIÓN

La maricultura o cultivo de peces marinos es un campo que está menos desarrollado que la producción de especies de agua dulce debido a que la mayoría de las especies marinas que se han venido cultivando han dependido básicamente de la captura de juveniles y alevinos en el medio natural, práctica que atenta contra la permanencia de las poblaciones y que no ofrece garantías desde el punto de vista económico. La magister Martha Prieto (Universidad de Córdoba, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Montería, Córdoba, 2008) señala que desde el punto de vista biológico existen cuatro principales áreas con poca información y conocimiento que restringen el potencial de este tipo de cultivos siendo; a) la obtención de huevos y larvas, b) el mantenimiento de un ambiente adecuado, c) el aseguramiento de una buena nutrición y d) el control de las enfermedades; ocasionando que uno de los cuellos de botella mas frecuentes sea la baja sobrevivencia de las larvas hasta el estadio de juveniles, así como la disponibilidad de alevinos en cantidad y calidad.

Las larvas de la mayoría de especies comerciales tropicales poseen reservas vitelinas escasas al inicio de la alimentación exógena presentando un tracto digestivo poco desarrollado anatómica y fisiológicamente, con intestino anterior indiferenciado y sin glándulas gástricas, limitando la capacidad de aprovechar satisfactoriamente los nutrientes del alimento que consume, estas larvas presentan restricciones en el tamaño de la boca, pobre capacidad natatoria, por lo cual la larva debe aprender a capturar, engullir y asimilar el alimento requiriendo un suministro de dietas especiales con tamaños pequeños de tejidos suaves, fácilmente digerible, presente en forma constante, abundante y con alto valor nutritivo, permitiéndole a las larvas utilizar las enzimas de las presas que generalmente están constituidas por zooplancton, convirtiendo este período en una fase crítica para su sobrevivencia posicionándose como una de las barreras para el éxito de la larvicultura de peces marinos¹.

El fitoplancton y zooplancton en la alimentación de organismos acuáticos son considerados como el alimento que contiene la mayoría de las sustancias nutritivas, su valor se basa en el contenido de aminoácidos, ácidos grasos esenciales, entre otros elementos que favorecen el crecimiento, la sobrevivencia de las larvas y postlarvas, presentan altos niveles de proteína de excelente calidad, siendo fuente importante de vitaminas y minerales, además el movimiento natural de estos organismos estimula el comportamiento predador de las larvas.

¹ PRIETO, Martha. Alimento vivo y su importancia en acuicultura. Programa de Acuicultura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad de Córdoba. 2005, p 1.

El pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*), es una especie ampliamente distribuida en el Pacífico Colombiano, con gran importancia comercial a nivel regional y mundial, de condiciones favorables para el cultivo por ser una especie que habita en aguas someras y en varios ambientes incluidas zonas estuarinas, su mantenimiento en cautiverio supone menos dificultades de cultivo, considerándose una especie viable para la producción en jaulas y piscinas.

Esta investigación describe las principales características, requerimientos, procedimientos y cuidados que se deben tener en cuenta en la fase de larvicultura del pargo lunarejo, probando diferentes dietas de alimento vivo en la alimentación de las larvas, realizando un aporte al paquete tecnológico de esta especie que se viene desarrollando en la Estación Acuícola Bahía Málaga (EABM), obteniendo un mayor crecimiento y sobrevivencia con el suministro de la dieta basada en la combinación de los alimentos vivos evaluados como los Rotíferos (*Brachionus rotundiformis*) y nauplios de copépodos (*Paracalanus parvus*).

1. DEFINICIÓN Y DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA

Según Lazo: “Al inicio de la alimentación exógena, las larvas de peces marinos presentan un sistema digestivo que no está completamente desarrollado debido a que no existe una clara diferenciación estructural y funcional, con poca evolución en los procesos enzimáticos y los mecanismos de absorción de los nutrientes necesarios, además el desarrollo embrionario es muy rápido y la alimentación externa se inicia cuando hay una capacidad digestiva mínima”². Debido a las condiciones anteriores, la larvicultura se presenta como la etapa más crítica en el crecimiento y sobrevivencia, lo cual es un aspecto esencial que está directamente relacionado con la plena satisfacción de los requerimientos nutricionales.

Actualmente, la falta de desarrollo de métodos adecuados de alimentación y la producción del alimento vivo con alto valor nutricional para la etapa larval de los peces, son considerados como la principal limitante en la producción de varias especies marinas, entre ellas el pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869), por consiguiente es necesario conocer y manejar diferentes métodos de producción de alimento vivo que permitan obtener un alimento de alto contenido nutricional y fácil asimilación que contribuya a la sobrevivencia y desarrollo de las larvas, con esta idea, se resalta la importancia de evaluar tres tipos de dietas que fomenten mayores supervivencias y crecimientos en las larvas de pargo lunarejo para generar semilla de excelente calidad que influya en la producción de mayores cantidades de postlarvas para las fases posteriores de cultivo.

² LAZO, Juan. Conocimiento actual y nuevas perspectivas en el desarrollo de dietas para larvas de peces marinos [En línea]. Edición Internet. Departamento de Acuicultura. Baja California. 2004. [Citado el 7 de Febrero de 2009]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.dsi.uanl.mx/publicaciones/maricultura/acuicultura/Lazo.pdf>.>

2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

Debido a las escasas investigaciones y a los bajos resultados en sobrevivencia y crecimiento que presenta el pargo lunarejo durante sus primeros estadios de vida (fase de larvicultura), se ha formulado el siguiente problema: ¿Cuál es el alimento vivo más apropiado entre Rotíferos (*Brachionus rotundiformis*), Copépodos calanoides (*Paracalanus parvus*) y la combinación entre estos que permite obtener los mejores resultados en el crecimiento y sobrevivencia de las larvas de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869)?

3. OBJETIVOS

3.1. OBJETIVO GENERAL

Evaluar el efecto de dietas a base de zooplancton (Copépodos y Rotíferos) en el crecimiento y sobrevivencia de larvas de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869).

3.2. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Calcular el incremento de talla en cada uno de los tratamientos.

- Determinar el porcentaje de sobrevivencia de la especie para cada uno de los tratamientos.

- Identificar el número de presas presentes en el contenido estomacal de las larvas.

- Realizar un análisis parcial de costos.

4. MARCO TEÓRICO

4.1 CLASIFICACIÓN TAXONÓMICA

Según Nelson, citado por Gamboa *et al*³, la taxonomía del pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869) es:

Reino	Animal
Phylum	Chordata
Subphylum	Vertebrata
Superclase	Gnathostomata
Clase	Actinopterygii
División	Teleostei
Subdivisión	Euteleostei
Superorden	Acanthopterygii
Serie	Percomorpha
Orden	Perciformes
Suborden	Percoidei
Superfamilia	Percoidea
Familia	Lutjanidae
Subfamilia	Lutjaninae
Genero	<i>Lutjanus</i>
Nombre Científico	<i>Lutjanus guttatus</i> .
Nombre Común	Pargo Lunarejo, Pargo manchado

4.2 GENERALIDADES DE LA ESPECIE

4.2.1 Biología. El pargo lunarejo (Figura 1) tiene una coloración que varía de rosado a amarillento, con líneas doradas o amarillentas en los flancos 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 por lo cual se lo llama pargo lunarejo, las aletas pélvicas y anal son de color amarillento. Puede alcanzar hasta 100 cm de longitud y 40 kg de peso⁴.

³GAMBOA, Hernando y VALVERDE, Juan. Aspectos básicos para la reproducción inducida del Pargo Lunarejo (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869), En: Reproducción de peces en el trópico. Bogotá: Instituto Colombiano de Desarrollo Rural INCODER y Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, 2005. p 231.

⁴ *Ibíd.*, p 231.

Figura 1. Pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869)



Según Yáñez, el cuerpo del *L. guttatus* es alargado y comprimido con la región dorsal moderadamente alargada, rostro puntiagudo; boca grande casi horizontal, la mandíbula inferior ligeramente proyectada, el maxilar pasa levemente el margen anterior de la pupila; dientes en bandas filiformes, cuatro caninos en la parte anterior de la mandíbula superior, los dientes de la lengua y palatinos muy pequeños, los vomerinos sobre un parche relativamente ancho y con una prolongación media muy corta hacia atrás. Posee de 47 a 54 escamas en una serie longitudinal sobre la línea lateral, de 10 a 11 branquiespinas sobre la rama inferior del primer arco, la aleta dorsal tiene X espinas con 12 radios y la aleta anal III espinas y 8 radios⁵

El pargo tiene gran demanda para el consumo humano en el ámbito nacional, de ahí que es objeto de una intensa explotación constituyéndose una fuente importante de ingresos para las familias de pescadores artesanales que se dedican a la extracción de éste recurso como medio de subsistencia, “la talla comercial para éstas especies es de 25 cm – 34 cm con un peso entre 250 g – 500 g, la carne de los pargos proveniente de capturas por oferta ambiental en áreas marinas en general es muy apetecida con alta demanda a nivel mundial

⁵ YAÑEZ, Alejandro. Taxonomía, ecología y estructura de las comunidades de peces en lagunas costeras con bocas efímeras del Pacífico de México. En: Publicaciones especiales Centro de Ciencia del mar y Limnología. México: Universidad Nacional Autónoma de México, Vol.5, No. 10. Octubre, 1997. p 15.

presentando buenos precios en mercados nacionales e internacionales”⁶.

“Entre las ventajas que presenta ésta especie esta poseer carne blanca considerada de buen sabor en los mercados locales, una de las características que atraen al mercado es su coloración roja intensa lo cual da un atractivo comercial al animal; entre las desventajas de esta especie está su bajo crecimiento, aunque muchas especies de pargo pueden llegar a alcanzar las 30 libras de peso, obteniendo madurez sexual a los dos años de edad”⁷.

4.2.2 Distribución geográfica y hábitat. “En la familia Lutjanidae (Pargos y huachinangos), están incluidos 18 géneros y 114 especies, encontrándose ampliamente distribuidos en las zonas tropicales y subtropicales de los océanos del mundo”⁸, “en el Pacífico Colombiano se han identificado 11 especies pertenecientes a tres géneros, siendo el género *Lutjanus* el más abundante con ocho especies, las cuales tienen gran importancia comercial”⁹. Según Blacio¹⁰, éste pez (Perciformes, Lutjanidae) se encuentra presente en aguas costeras, bajo las siguientes especies reportadas: *Lutjanus guttatus* (pargo de altura), *L. argentiventris* (pargo dentón, pargo blanco), *L. colorado* (pargo), *L. novemfasciatus* (pargo mulato, pargo negro, Pacific dog snapper), *L. auratus* (pargo), *L. jordani* (pargo) y *L. peru* (pargo peruano).

Según Gamboa¹¹, el pargo se distribuye desde el Golfo de California hasta el Perú, siendo más común en las zonas costeras de la parte central y baja del Golfo de California que en la parte alta del mismo, se encuentra frecuentemente a profundidades de 4,6 m a 12 m, no siendo común a profundidades mayores de

⁶UNIVERSIDAD DEL PACÍFICO, ACODIARPE, INCODER. Desarrollo y definición de tecnologías y estrategias para el manejo optimizado de la fase de larvicultura, con el fin de producir en forma masiva alevinos de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869) en laboratorio bajo condiciones de cautiverio. Propuesta de cofinanciación presentada a la convocatoria nacional para la cofinanciación de programas y proyectos de investigación, desarrollo tecnológico e innovación para el sector agropecuario por cadenas productivas 2007. Ministerio de agricultura y desarrollo rural. Bogotá. 2007. p 7.

⁷ BLACIO, Enrique y NOBOA, Rafael. Propuesta de selección de especies de peces y moluscos para diversificación de la acuicultura marina. Ecuador. 2002. p 24.

⁸UNIVERSIDAD DEL PACÍFICO. Op. cit., p 7.

⁹RUBIO, Efraín. Peces de importancia comercial para el Pacífico Colombiano. Centro de publicaciones. Universidad del Valle. Cali. Colombia. 1988. p 250.

¹⁰ BLACIO. Op. cit., p 25.

¹¹ GAMBOA, *et al.* Op. cit., p 231.

30m, esta presente principalmente en fondos rocosos, aunque pueden encontrarse en arrecifes y zonas arenosas.

“En Colombia el *L. guttatus* es la especie mas abundante del género *Lutjanus*, observándose en: Isla Gorgona (Muelle, Horno, playa Blanca), Ensenada de Tumaco, Bahía Guapi, Punta Coco, Golfo de Tortugas, Yorumangui, río Raposo, bahía Málaga (Curinchichi, La Muerte), Boca Charambira, Cabo Manglares y Ensenadas de Docampado a profundidades de 0,5 a 20 brazas”¹².

Gamboa *et al*¹³, menciona que los juveniles se concentran en aguas someras, bahías protegidas, esteros y algunas veces en aguas dulces, prefiriendo hábitats rocosos y arenosos de profundidades medias a bajas, su actividad se concentra en las horas de la noche, durante el día se refugian entre las rocas, se han observado larvas y juveniles en algunos meses del año entre febrero – abril y agosto –septiembre en salinidades bajas (10 ups)

4.2.3 Hábitos Alimenticios. Según Gamboa *et al*¹⁴, la especie es de hábitos carnívoros, es un predador nocturno que se refugia en cuevas y grietas durante el día incursionando ocasionalmente, en la noche se alimenta de crustáceos y cardúmenes de peces juveniles; a menudo la especie ha sido caracterizada como carnívora oportunista.

Se da una variación del espectro alimentario durante la ontogenia, los juveniles (15,8 cm - 22,0 cm) consumen casi exclusivamente crustáceos, con el crecimiento incrementa la proporción de peces en su dieta, llegando los adultos a ser ictiófagos exclusivos, a partir de los 44 cm se suma un grupo más, los moluscos (Cefalópodos), los cambios en los patrones alimentarios son el resultado de: a) cambios ontogénicos, b) abundancia del recurso presa, c) oferta alimentaría disponible, d) migraciones espaciales (desde el manglar hacia el pélagos) y e) desplazamientos batimétricos ¹⁵.

¹² RUBIO. Op. cit., p 250.

¹³ GAMBOA, *et al*. Op. cit., p 231.

¹⁴ GAMBOA, *et al*. Op. cit., p 232.

¹⁵ ROJAS, Rodrigo. MARAVILLA, Erick. CHICAS, Francisco. Hábitos alimentarios del pargo mancha *Lutjanus guttatus* (Pisces: Lutjanidae) en Los Cóbanos y Puerto La Libertad, El Salvador. En: Revista Biología Tropical [En línea]. Edición Internet. 52(1): 163-170, 2004 [Citada el 15 de marzo del 2008]. Disponible en Internet: <URL:http://www.ucr.ac>

“Cuando los ejemplares se capturan cerca o dentro de los arrecifes coralinos, su dieta incluye una variedad de peces que no están asociados con estos hábitats, los cangrejos adultos constituyen el segundo nivel de importancia en su dieta y los camarones componen la siguiente categoría, seguidos por otros crustáceos, incluyendo principalmente estomatópodos, langostas y ocasionalmente anfípodos”¹⁶.

4.2.4 Capturas. “La especie es generalmente capturada en los arrastres de la flota camaronera, flota semindustrial (Longlinera) y por los pescadores artesanales, utilizando para ello trasmallos, chinchorros, líneas de anzuelos y atajos”¹⁷. “El arte de pesca más utilizado para la captura de pargo lunarejo es la red de arrastre, con el que se capturan animales de longitud total promedio de 30 cm; la talla media de madurez gonadal para esta especie en el Pacífico colombiano es de 38,3 cm; para las hembras es de 39,7 cm y para los machos de 34,4 cm. Si se tiene en cuenta que la talla media de captura es de 35,5 cm y que con la red de arrastre se capturan animales de 30 cm en promedio, se puede inferir que actualmente se está presionando la población de hembras juveniles que aún no se han reproducido, lo que en un futuro puede poner en riesgo esta población”¹⁸.

A lo largo de los años las capturas han tenido variaciones importantes siendo mayores en los últimos años, encontrando un desembarco de 11,2 toneladas en el año 1997 hasta desembarcar 253 toneladas de pargo para el año 2008 en el Pacífico Colombiano, especialmente en el puerto de Buenaventura (Figura 2).

En el mes de mayo de 2010 en el litoral Pacífico la pesca industrial aportó un 82,01% mientras que la pesca artesanal el 17,98% en los desembarcos; los peces aportaron el 81,34% para la pesca artesanal y el 95,50% para la pesca industrial, observándose un aumento del 52% en el pargo lunarejo, los crustáceos incrementaron un 23% aportando el 18,52% para la pesca artesanal y el 4,46% para la pesca industrial; se resalta el ingreso de los desembarcos de camarón rojo durante mayo con aportes del 2,9% en la producción total, además del incremento del 32% de camarón tití, los desembarcos de pesca industrial y

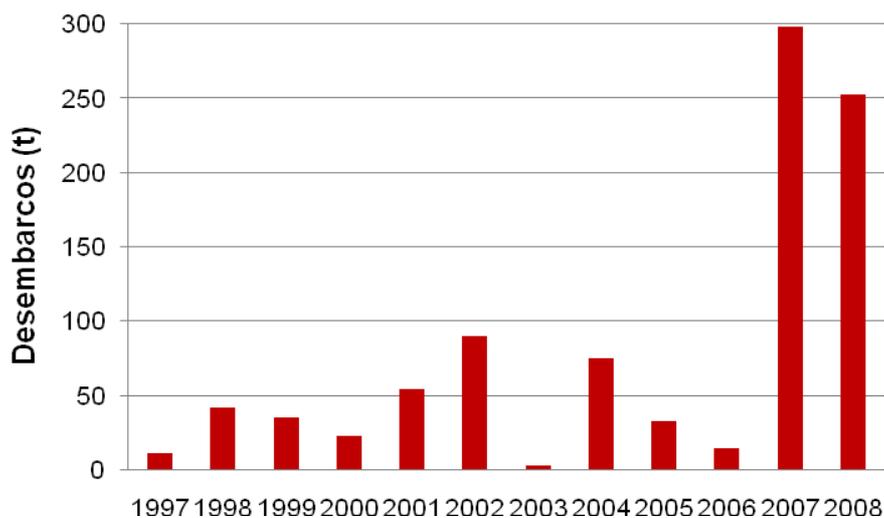
¹⁶ GAMBOA, *et al.* Op. cit., p 232.

¹⁷ RUBIO. Op. cit., p 251.

¹⁸ GRUPO TÉCNICO, SISTEMA DE INFORMACIÓN SECTORIAL PESQUERO Y ACUÍCOLA. Pesca y acuicultura Colombia 2007 [En línea]. Edición Internet. 2007 [Citada el 12 de Octubre de 2010] Disponible en Internet:
<URL:http://www.agronet.gov.co/www/docs_agronet/20081028112328_Informe_final_pesca_acuicultura_2007.pdf

pesca artesanal incrementaron respecto al mes anterior en un 59% y 36% respectivamente¹⁹.

Figura 2. Desembarcos de pargo lunarejo en el puerto de Buenaventura.

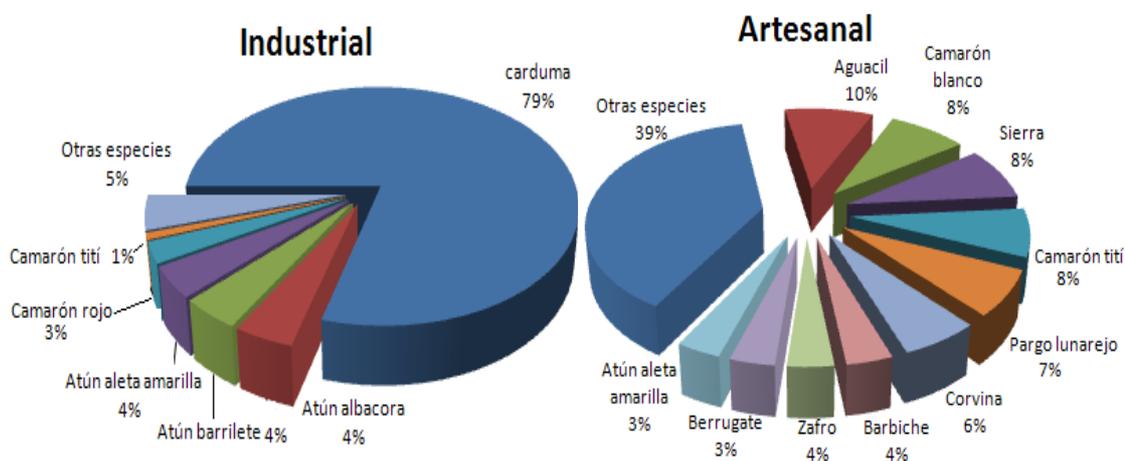


Dentro de las especies más representativas para la pesca artesanal se resalta el incremento del 73% en los desembarcos de aluacil; desembarcándose en mayor proporción en Buenaventura y Guapi; el camarón blanco aportó el 8,5%, seguido de la sierra que aumentó en un 50%, camarón tití 9%, pargo lunarejo 57% y 64% la corvina en los puntos de desembarco de Buenaventura, Tumaco y Guapi, para la pesca industrial, la carduma fue una de las especies más importantes con el 79,2% seguida de los atunes albacora y barrilete con el 4,1%²⁰ (Figura 3).

¹⁹ SISTEMA DE INFORMACIÓN DE PESCA Y ACUACULTURA. Productos derivados del pescado. En: Boletín mensual No 47. Mayo 2010. ISSN 2011 – 8139. p 6.

²⁰ *Ibíd.*

Figura 3. Distribución porcentual de las principales especies desembarcadas por la flota industrial y artesanal del océano pacífico durante mayo de 2010



Fuente; SISTEMA DE INFORMACIÓN DE PESCA Y ACUACULTURA. Boletín mensual No 47. Mayo 2010.

4.3 REPRODUCCIÓN

Blacio²¹, sostiene que el pargo tiene sexos separados (no tiene características de hermafroditismo protándrico o protogino como algunas especies de peces de arrecife), y no es posible diferenciar los machos de las hembras por morfología externa ni por la coloración, los sexos sólo pueden diferenciarse mediante inspección gonadal debido a que la forma, el tamaño, la textura y el color de las gónadas son distintos, esta especie combina una madurez gonadal temprana con períodos reproductivos largos, alta fecundidad y la producción de huevos de pequeño diámetro, lo cual puede ser un factor ventajoso con respecto a otras especies de lutjánidos, el diámetro promedio de los huevos se encuentra alrededor de las 450 micras a 500 micras.

El *L. guttatus* muestra un desarrollo gonadal asincrónico de la gónada y desoves parciales, presenta gónadas en desarrollo, maduras y en desove/eyaculación durante la mayor parte del año lo que indica que esta especie tiene un período reproductivo prolongado, reproduciéndose todo el año con 2 picos máximos: marzo - abril y uno más prolongado que va de

²¹ BLACIO. Op. cit., p 27.

agosto a noviembre en el caso de las hembras y hasta diciembre en el caso de los machos²².

“No se observó maduración gonadal en la zona estuarina en individuos menores a 22 cm de longitud estándar, mar afuera, se hallaron ejemplares con tallas superiores madurando y en fase desovante, esto sugiere que el pargo lunarejo, al igual que otras especies de pargos, requiere para su reproducción, temperaturas y salinidades superiores a las encontradas en los estuarios”²³.

Se cree que cuando *L. guttatus* alcanza tallas entre 20 y 24 cm de longitud estándar inicia una migración mar afuera para su reproducción, la cual posiblemente comienza 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, los pocos análisis efectuados muestran una especie de gran fecundidad con una estrategia típica “r” (gran cantidad de gametos sin cuidado parental)²⁴.

“La mayoría de los peces marinos producen entre miles y millones de pequeños huevos planctónicos individuales que eclosionan en larvas muy débiles comparadas con las de especies de agua dulces, este gran numero de huevos y larvas ayuda a mitigar el efecto de la predación sobre los mismos, la mayoría de los huevos de los peces marinos tropicales aptos para acuicultura son pequeños (entre 0,6 mm y 2,0 mm de diámetro) y planctónicos”²⁵.

Botero²⁶, menciona que de muchas de las especies se pueden obtener en el laboratorio entre 100 mil y 300 mil huevos por kilogramo de hembra reproductora, entre las características más típicas de estos huevos se encuentra la “gota de aceite” que es una fuente concentrada de energía y de ácidos grasos esenciales, los huevos eclosionan generalmente en un tiempo de 10 horas a 48 horas

²² ARELLANO, Marcial. ROJAS, Agustín. GARCÍA, Federico. CEBALLOS, Berta y VILLALEJO, Marcial. Ciclo reproductivo del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) en las costas de Guerrero, México. En: Revista de Biología Marina y Oceanografía. Vol. 36, Nº 1. 2001. p 2.

²³ Ibid., p 2.

²⁴ GAMBOA *et al.* Op. cit., p 232.

²⁵ BOTERO, Julián. Reproducción artificial de peces marinos. En: Reproducción de peces en el trópico. Instituto Colombiano de Desarrollo Rural INCODER y Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Medicina Veterinaria Zootecnia. Bogotá. 2005. p 202.

²⁶ Ibid., p 202.

después de la fertilización (hdf), el éxito en la eclosión depende especialmente del contenido de hormonas tiroideas, temperatura, salinidad, pH interno y de la producción de las enzimas de la eclosión.

4.3.1 Inducción del desove. Blacio²⁷, afirma que este pez ya tiene historial de reproducciones inducidas en algunas partes del mundo, entre ellas Mississippi (EEUU), Costa Rica, Australia y Ecuador, logrando capturar y acondicionar reproductores de *Lutjanus guttatus*, realizando muestreos periódicos del estado de desarrollo gonadal y finalmente induciendo a desove mediante el uso de análogos de hormonas luteinizantes (LHRHa) contenidas en análogos EVAC; según estos resultados, se pudieron obtener huevos fertilizados y seguir hasta la etapa de larvicultura.

Cuando las hembras presentan ovocitos con núcleos en posición periférica o migrando se suministran dos dosis de hormona HCG (Gonadotropina Corionica Humana); 1.000 UI/kg de peso corporal en el muñón de una de las aletas pectorales y la segunda dosis de 500 UI/kg de peso corporal con un intervalo de 24 horas, las hembras son llevadas a un tanque de desove con dos machos maduros, los cuales se inyectan con 500 UI/kg de peso corporal de inductor al mismo tiempo de la segunda inyección de las hembras. Existen dos sistemas utilizados en la fecundación de los huevos de pargo: fecundación artificial y natural²⁸.

➤ **Fecundación Artificial.** Se realiza la observación de las hembras, si alguna esta próxima a desovar, es separada realizando seguimiento a los huevos, cuando éstos se observan completamente claros y la gota de aceite ha emigrado a la periferia, la hembra es anestesia y cuando ha perdido el equilibrio, se lava con agua fresca para desechar el tranquilizante, es secada suavemente para evitar que humedezca el recipiente donde se van a depositar los huevos, posteriormente con el dedo pulgar y el índice se ejerce una presión en la cavidad abdominal, desde la parte anterior del tronco hacia el orificio genital²⁹.

“Los huevos deben salir libremente evitando al máximo que les caiga agua, el semen de tres machos es extraído utilizando la misma metodología, los productos son mezclados con la ayuda de una pluma, se adiciona agua de mar al recipiente para homogenizar durante 10 minutos la mezcla completando la fecundación”³⁰.

²⁷ BLACIO. Op. cit., p 27.

²⁸ BOTERO. Op. cit., p 202.

²⁹ *Ibid.*, p 203.

³⁰ *Ibid.*, p 203.

➤ **Fecundación Natural.** Una vez a las hembras se les realiza la segunda aplicación de la hormona, cada hembra es transferida junto con dos machos (en total un trío) a uno de los tanques interiores de desove de 2 m³ a 4 m³ de capacidad, con recambio permanente de agua y con colector de huevos. El desove y la fecundación natural de los huevos normalmente ocurre entre las 30 h y 40 horas después de la primera dosis de la hormona, los huevos se recolectan por rebosamiento en el colector de huevos con malla suave de menos de 500 µm colocado dentro de otro recipiente para evitar el maltrato de los huevos³¹ (Figura 4).

Figura 4. Tanques de desove con colectores de huevos



4.3.2 Desarrollo embrionario y larval. Botero³², indica que los parámetros fisicoquímicos del agua en los tanques para desove deben mantenerse estables dentro de los siguientes rangos: temperatura 26°C - 28°C; salinidad de 35 ups a 36 ups; oxígeno > 6,0 ppm; pH 7,3 – 8,0; amonio < 0,3 ppm. Cada uno de los tanques de desove es equipado con un colector de huevos para recoger los huevos fertilizados, los huevos son puestos en incubadora y se imparte un ligero movimiento circular al agua dejando reposar por 20 minutos, los huevos muertos se concentran en el fondo hacia el centro, desde donde pueden ser drenados o sifoneados, mientras que los huevos fértiles permanecen flotando.

“La incubación de los huevos debe hacerse en tanque cilindro-cónico de 500 L a 1.000 L, pueden ser sembrados hasta 300 huevos por litro, sembrando solo los huevos buenos (fertilizados). El agua empleada en los tanques de eclosión debe

³¹ *Ibid.*, p 202.

³² *Ibid.*, p 215.

estar filtrada y esterilizada, con aireación a niveles medianos durante todo el período de incubación, asegurándose de reducirla cuando los huevos empiezan a eclosionar³³.

Los huevos fertilizados de *L. guttatus* son transparentes, esféricos y pelágicos, con un diámetro de 0,728 mm – 0,810 mm, generalmente se observa un solo glóbulo de aceite, en ocasiones entre dos y cuatro pequeños glóbulos. En el desarrollo embrionario se observa una división de dos células a los 15 minutos o 20 minutos después de la fertilización (DF), el estadio de cuatro células a los 30 minutos DF, el estadio de ocho células a los 35 minutos DF y el estadio de 16 células y 32 células se observa a los 50 minutos y 60 minutos DF. El embrión empieza a observarse entre las 6 h y 7 h 30 minutos, a las 11 h se observa que han desarrollado los ojos, y las vesículas óticas son visibles, a las 14 h el corazón empieza a pulsar regularmente y la cola se separa del saco vitelino, la eclosión inicia a las 16:30 h (DF) y termina a las 18 h (DF) a una temperatura de 28,5°C. Al eclosionar la larva presenta una cabeza ligeramente flexionada sobre el extremo anterior del saco vitelino, con el glóbulo de aceite en el extremo anterior, el tubo digestivo es recto y se observa adherido al cuerpo de la larva, el ano y el conducto urogenital se encuentran cerrados³⁴ (Figura 5).

Civera³⁵, sostiene que durante la etapa larval se da el desarrollo gradual de rasgos ecológicamente importantes: aletas, órganos sensoriales, esqueleto o pigmentación externa, las escamas son una de las estructuras externas que más tarda en desarrollarse, apareciendo en primer lugar en la zona caudal. El período larvario comprende tres fases que son muy importantes en el desarrollo de la larvicultura, la fase de preflexión que inicia a partir de la completa absorción de las reservas endógenas y termina hasta antes del inicio de la flexión de la notocorda, la fase de flexión, emprende desde la flexión de la notocorda y finaliza con la completa formación de la placa hipúrica, la fase de posflexión que inicia al estar completamente formada la placa hipúrica y culmina con la completa formación de los elementos de las aletas pares e impares.

El mismo autor menciona que en esta fase, la larva esta casi completamente formada, aunque todavía no presenta las características morfológicas finales de un

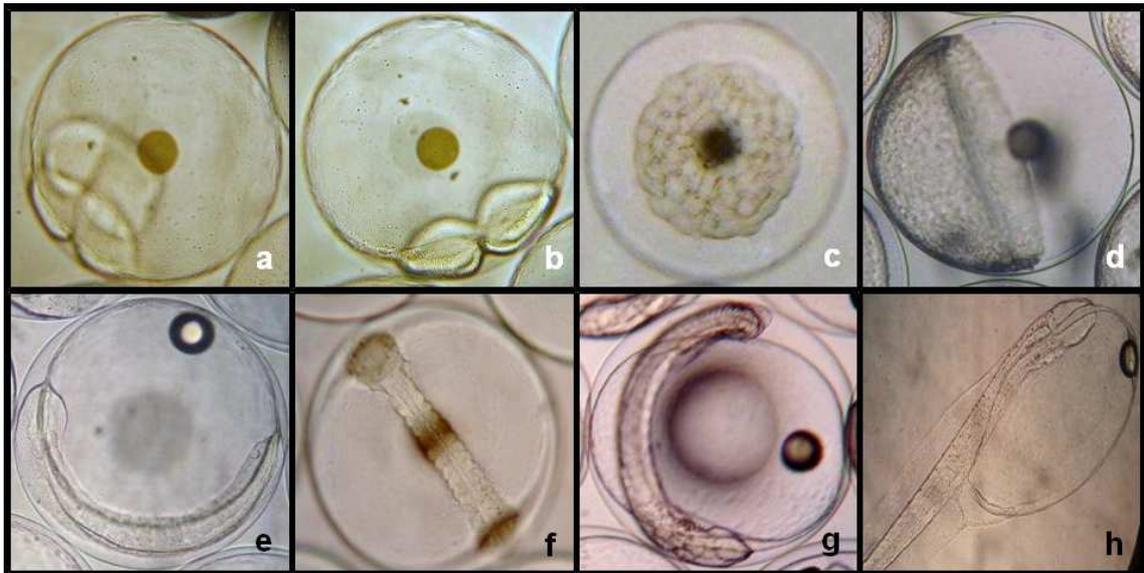
³³ GAMBOA *et al.* Op. cit., p 238.

³⁴ *Ibid.*, p 238.

³⁵ CIVERA, Roberto. ALVAREZ, Azucena. MOYANO, Francisco. Nutrición y alimentación de larvas de peces marinos [En línea]. En: Avances en nutrición Acuícola. VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. Universidad Autónoma de Nuevo León. Editores: Elizabeth Cruz Suarez. Denis Ricque Marie. Mireya Tapia Salazar. Martha G. Nieto López. David Villarreal. Ana Puella Cruz. Armando García Ortega. México. 2004 [Citado el 4 de septiembre de 2010]. Disponible en Internet:<URL:http://www.uanl.mx/secciones/.../nutrición_acuicola/.../3RobertoCivera.pdf>

juvenil; sin embargo su capacidad de búsqueda y captura es total y puede alimentarse de presas de mayor talla. Desde el punto de vista de la alimentación, la larva se enfrenta a la necesidad de aprender a cazar con rapidez y que además se complica porque no tiene 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.

Figura 5. Diferentes estadios embrionarios de *Lutjanus guttatus*



a) Primer clivaje, **b)** Segundo clivaje, **c)** Mórula, **d)** Blástula, **e)** Formación de somites, **f)** Embrión, **g)** Diferenciación cabeza-cola, **h)** Larva recién eclosionada, (Detalle de saco vitelino).

4.4 LARVICULTURA

Los huevos no deben manipularse hasta que estén embrionados, poco antes de la eclosión (a las 15 horas o 16 horas) debido a que en este estado son más resistentes y pueden ser trasladados a los tanques de larvicultura que son más grandes, la aireación se suspende dejando que los huevos se distribuyan en la superficie y se recolectan con un balde, el traslado puede hacerse inclusive durante las primeras horas en que los huevos estén eclosionando para que la eclosión termine en los tanques de larvicultura; no se debe transferir larvas que lleven varias horas de eclosionadas a otros tanques, puesto que son extremadamente delicadas. La densidad inicial para la larvicultura de pargo debe ser entre 20 larvas y 50 larvas por litro para sistemas intensivos utilizando tanques cilindro-cónicos o rectangulares en interiores de 1.000 L a 4.000 L y una

densidad de 5 larvas a 10 larvas por litro para sistemas extensivos en tanques exteriores (mesocosmos)³⁶.

Según Gamboa³⁷ al principio no se necesita flujo continuo de agua sino un drenaje de larvas muertas y un pequeño recambio de alrededor del 20% diario, cuidando que las larvas no se queden pegadas a las paredes del tanque. El momento de la eclosión se denomina "0 DAH" (0 days after hatching), durante los días 1 y 2 DAH las larvas se alimentan de su saco vitelino y gota de aceite requiriendo aireación muy ligera, drenado de larvas muertas y cáscaras de huevos, se realiza recambio del 10% al 20% diario; se utiliza agua verde (200.000 células/ml de *Nannochloropsis sp.* o *Tetraselmis sp.*) y agua nueva (agua de mar), la cual debe ser previamente filtrada y esterilizada. Diariamente se debe sifonear suavemente el fondo de los tanques con una manguera de ½ pulgada de diámetro para retirar los sedimentos.

A partir del 3 DAH se añaden rotíferos de la cepa SS (Súper Small), que deberán ser cosechados y separados los días anteriores y mantenidos en agua filtrada y esterilizada con antibióticos (20 ppm de oxitetraciclina por 6 horas a 12 horas), luego del tratamiento los rotíferos deberán ser enriquecidos con algún producto comercial, manteniendo una densidad de 5 rotíferos/ml a 10 rotíferos/ml, después del enriquecimiento y antes de agregarlos al tanque de larvicultura los rotíferos deben ser filtrados por malla de 200 µm para quitar los grumos de mugre, reteniéndolos en malla de 40 µm. La limpieza de la superficie del agua y del fondo de los tanques es indispensable, a partir del día 4 se deben utilizar los limpiadores de basura de superficie (Skimmers), limpiándolos durante el día cuando la espuma se forma en el área colectora del limpiador, aproximadamente cada dos horas, utilizando un beaker, una red o una servilleta³⁸.

"Durante los 8 y 9 DAH las larvas deben inflar su vejiga gaseosa y se irán al fondo de la columna de agua, siendo más difícil verlas, hay que tener especial cuidado al sifonear el tanque, es recomendable el suministro de nauplios de copépodos y copepoditos, los cuales son una excelente fuente de alimento para las larvas, pueden ser obtenidos en los sistemas de cultivos en exteriores (mesocosmos), antes de introducir los copépodos en los tanques son desinfectados"³⁹.

A partir del 12 DAH se debe agregar adicionalmente nauplios de *Artemia*, disminuyendo paulatinamente la dosis de rotíferos, mantener una densidad de 3

³⁶ GAMBOA *et al.* Op. cit., p 239.

³⁷ *Ibid.*, p 239.

³⁸ *Ibid.*, p 249.

³⁹ *Ibid.*, p 240.

nauplios/ml a 5 nauplios/ml, después del 16 DAH ya no se agregan mas rotíferos y la dieta ha sido sustituida exclusivamente por estadios mas avanzados de *Artemia*, hasta que hacia el 30 DAH se empieza el “Destete” o proceso de acostumbrar las larvas al consumo de alimento artificial, se pueden utilizar microencapsulados comerciales; empezar con alimento de 150 µm - 200 µm e ir aumentando el tamaño paulatinamente hasta que hacia el día 38 se utilizan partículas de 400 µm - 500 µm. Para este día los alevinos deben tener alrededor de 1,5 cm de longitud y 0,3 g de peso, comiendo concentrado y listos para pasar a la etapa de “Nursery”, al cabo de unos 40 días de “Nursery” los alevinos tendrán un peso de 2 g – 4 g y una longitud de 3 cm – 4 cm para ser trasladados a los tanques de engorde⁴⁰ (Tabla 1).

Tabla 1. Protocolo de larvicultura en pargos lunarejos

Días de edad de las larvas	0	3	6	9	12	15	18	21	24	27	30	33	36	40	45	50	
Tipo de alimento																	
<i>Nannochloropsis</i>																	
Rotíferos																	
Nauplio de <i>Artemia</i>																	
Biomasa de <i>Artemia</i>																	
Zooplankton (<i>Copépodos</i>)																	
Microencapsulados																	
Microencapsulados																	
Manejo de los tanques																	
Recambio de Agua (10%)																	
20%																	
50%																	
80%																	
100%																	
"Skimmers"																	
Sifoneo de fondo																	

Fuente; GAMBOA y VALVERDE. Aspectos básicos para la reproducción inducida del pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869).

“Existen dos métodos para el cultivo de larvas de peces marinos, el “método del agua clara” utilizado en occidente y “el método del agua verde o mesocosmos” utilizado en el continente asiático y con bastante fuerza en la región tropical”⁴¹.

⁴⁰ Ibid., p 241.

⁴¹ BOTERO. Op. cit., p 216.

➤ **Método tradicional de “agua clara”.** Durante los 1 y 2 DAH las larvas se alimentan de su saco vitelino y gota de aceite, teniendo al mínimo la aireación, drenando las larvas muertas y realizando un recambio del 20% diario. A partir del 3 DAH en el recambio diario se usa agua verde, preferiblemente con las microalgas *Tetraselmis sp.*, *Isochrysis sp.*, *Nannochloropsis sp.*, *Dunaliella sp.*, o una mezcla entre ellas, hasta que el agua tome y recupere un color verde claro, se puede añadir un poco de *Spirulina sp* disuelta y filtrada por malla de 100 μm , empezando a agregar rotíferos enriquecidos. Para no usar antibióticos fuertes se suministra una dosis diaria de 3 mg/L de extracto de ajo filtrado por malla de 100 μm ⁴².

A partir del 3 DAH las larvas empiezan a comer y de aquí al 14 DAH es indispensable continuar con la rutina diaria de reposición de agua verde y de rotíferos, desde el 14 DAH se agregan nauplios enriquecidos de *Artemia sp*, disminuyendo paulatinamente la dosis de rotíferos, después del 18 DAH la dieta se sustituye de estadios mas avanzados de *Artemia sp*, el 30 DAH empieza el “destete” utilizando microencapsulados (100 μm - 150 μm) aumentando el tamaño hasta el 38 DAH donde se utilizan partículas de 400 μm - 500 μm , con alevinos listos para trasladarse a jaulas de engorde⁴³.

➤ **Método del “mesocosmos”.** Según Sorgeloos y Lavens⁴⁴ durante la alimentación inicial se requiere proporcionar a las larvas presas suficientemente pequeñas y nutritivas que garanticen mayor calidad y porcentaje de supervivencia hasta llegar al estado de alevinos, se trabaja intensamente en la estandarización de técnicas para la propagación artificial y masiva de copépodos de varias especies y para el establecimiento de sistemas “mesocosmos” o combinación mixta de copépodos, rotíferos, microalgas y otros microorganismos que proporcionan gran cantidad y variedad de presas pequeñas (nauplios) de excelente perfil bromatológico en cuanto al contenido de HUFA y aminoácidos.

Los mismos autores mencionan que para la larvicultura por el método de mesocosmos el agua bombeada directamente del mar es recolectada en un tanque reservorio de concreto de gran capacidad (50 m³ o más), desinfectada con Hipoclorito de Sodio a una concentración de 20 ppm de ingrediente activo y neutralizada 24 horas después con Tiosulfato de Sodio, antes de entrar a los tanques de eclosión y larvicultura el agua del reservorio es pasada por una batería de filtros de cartucho (10 μm , 5 μm , 1 μm) y lámpara UV para completar el protocolo de limpieza.

⁴² *Ibíd.*, p 216.

⁴³ *Ibíd.*, p 217.

⁴⁴ SORGELOOS, Patrick y LAVENS, Patrick. Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO fish. Tech. Universidad de Glent. Laboratory of aquaculture and artemia Reference Center. Glent Belgium. FAO. 1996. p 212.

Álvarez y Hernández⁴⁵, exponen que como acondicionador inicial y sustento alimenticio para el zooplancton, se adicionan en estos tanques diariamente microalgas *Nannochloropsis sp*, e *Isochrysis sp*, a una proporción de 75% de la primera y 25% de la segunda, hasta alcanzar densidades de 1×10^6 cel/ml y 4×10^4 cel/ml respectivamente.

Toledo⁴⁶, referencia que tres días antes de transferir los huevos embrionados a los tanques de larvicultura, el medio se inocula con fito y zooplancton proveniente de los tanques de mesocosmos hasta lograr una densidad de 0,5 copépodos/ml a 1 copépodos/ml y 1 rotífero/ml.

Álvarez y Hernández⁴⁷, aseguran que durante los primeros diez días de larvicultura se agrega diariamente en los tanques suficiente fitoplancton, la coloración debe ser marrón indicando suficiente presencia de algas para mantener el sistema. La temperatura y el oxígeno se miden dos veces al día, la salinidad y el nitrógeno amoniacal solo una vez, la temperatura debe estar entre 27°C y 28°C; oxígeno disuelto 4 mg/L – 7 mg/L, salinidad 35 ups - 37 ups, nitrógeno amoniacal 0,01 mg/L a 0,27 mg/L, el fotoperiodo en los tanques de larvicultura debe ser el mismo utilizado en los tanques de reproductores durante el período de desove, la iluminación artificial debe darse con lámparas fluorescentes de espectro completo (Day-light).

Watanabe *et al*⁴⁸ informa que los recambios comienzan en el primer DAH (10%/día) y se incrementan gradualmente hasta alcanzar el 150%/día del volumen total hacia el 20 DAH o a mitad del proceso de larvicultura. Al cabo del 40 DAH las larvas deben haber completado toda su metamorfosis habiéndose convertido en alevinos perfectamente formados, la supervivencia de las larvas se monitorea durante los días 2, 5, 7, 10, 15, 20 y 25 DAH utilizando métodos volumétricos. A partir del día 28 DAH el número total de alevinos producidos se determina por métodos gravimétricos.

⁴⁵ ÁLVAREZ Lajonchere, Luis y HERNÁNDEZ, Olga. Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Publicado por Capítulo Latinoamericano. Word Aquaculture Society. México. 1994. p 125.

⁴⁶ TOLEDO, Joebert. GOLES, Maria y OHNO, Atsushi. Use of copepod naupli during early feeding stage of grouper *Epinephelus coioides* [En línea]. Fish. Sci 65(3): 390-397. Edición Internet. 2007 [Citado el 7 de Octubre de 2009]. Disponible en Internet: <URL:<http://scielinks.jp/j-east/article/199918/000019991899A0591375>>

⁴⁷ *Ibid.*, p 220.

⁴⁸ WATANABE, Takeshi. CHAVES, Juan. MANFREDI, Christine. HAWOOD, Randolph. SPARIS, Maria. ARNESON Steven. Artificial propagation of mutton snapper *Lutjanus anales*, a new candidate marine fish species for aquaculture. 1998. J. Word Aquac. Soc. 29(2): 176-187.

Ogle y Lotz⁴⁹, reportan que factores como bajos niveles nutricionales del alimento vivo, tamaño inadecuado y cultivos discontinuos de éstos son quizás los principales responsables de que en la larvicultura de los peces marinos las supervivencias obtenidas sean tan bajas, superando escasamente el 15% en casos como el de la dorada (*Sparus aurata*) y la lubina (*Dicentrarchus labrax*), especies en las cuales se viene trabajando en Europa con un alto grado de tecnificación. Para el caso de los pargos las pocas experiencias adelantadas reportan supervivencias que van desde 0% en la mayoría de los casos hasta un 12,5% en casos excepcionales.

4.5 ESTADO DEL ARTE: ALIMENTO VIVO

Los organismos más utilizados como alimento vivo en la larvicultura de los peces marinos son: a) Microalgas, b) Rotíferos, c) Copépodos, d) *Artemia sp* y “mesocosmos”.

4.5.1 Microalgas. Según Prieto⁵⁰, las microalgas presentan un alto contenido en proteínas, lípidos ricos en ácidos grasos insaturados y carbohidratos, además de ácidos nucleicos; también presentan vitaminas hidro y liposolubles, carotenoides, clorofilas, enzimas, aceites esenciales, hidrocarburos, glicerol, aminos, entre otros. Aproximadamente el 90% del peso seco (p. s) de una célula algal esta constituida por proteína, lípidos y carbohidratos (Tabla 2). Cada alga por ser un organismo completo capaz de sintetizar multitud de compuestos disueltos en el agua (sales inorgánicas en compuestos orgánicos por medio de la fotosíntesis) puede aprovecharse como filtros biológicos en la eliminación de excesos de nutrientes e incremento en la concentración de oxígeno y eliminación del anhídrido carbónico, además de ser alimento para varias especies de organismos. Su tamaño varía entre 5 µm - 20 µm.

➤ ***Nannochloropsis sp.*** Según López *et al*⁵¹ esta alga es usada para las técnicas de cultivo de “agua verde”, tiene altos niveles de lípidos que superan el 54%, utilizada también para la producción de biodiesel. En promedio la biomasa contiene un 37,6% (p. s) de carbohidratos disponibles, 28,8% de proteína cruda, y un 18,4% de

⁴⁹ OGLE, John y LOTZ, Jeffrey. Culture of Red snapper. Global Aquaculture Advocate. 2000; 3: 23-26.

⁵⁰ PRIETO Guevara, Martha. Cultivo III. Microalgas en Acuicultura. Universidad de Córdoba. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Programa de Acuicultura. 2005. p 2.

⁵¹ LÓPEZ, Diego. SÁNCHEZ, José. GARCÍA, José. GARCÍA, Francisco. MOLINA, Emilio. Microalga marina y su empleo en acuicultura y en la obtención de ácidos grasos poliinsaturados. [En línea]. Edición internet. Universidad de Almería. Almería, España. 1995 [Citada el 3 de Febrero de 2010]. Disponible en Internet: <URL:http://www.espatentes.com/pdf/2088366_a1.pdf>

lípidos totales, porcentaje en peso seco de 0,7% para 20:4 ω 6, y de 2,2% de 20:5 ω 3, carotenoides y clorofila son sus pigmentos.

Tabla 2. Composición química (% materia seca) de diferentes microalgas.

	Peso seco %	Proteína %	Carbohidratos %	Lípidos %	EPA %	DHA %	ARA %	Vit. C %	Clorofila A %
<i>Nannochloropsis</i>	18,4	52,11	12,23	27,64	37	0	5,26	0,85	0,89
<i>Tetraselmis</i>	18,96	54,66	18,31	14,27	9,3	0	0,40	0,25	1,42
<i>Isochrysis</i>	9	46,69	24,15	17,07	2,5	10,2	0,52	0,4	0,98
<i>Pavlova</i>	9								
<i>Chaetoceros</i>	4,5	27,68	23,20	9,29				1,60	1,04
<i>Thalassiosira weissflogii</i>	9								
<i>T. pseudomona (3H)</i>	9								

Fuente; LÓPEZ, *et al.* Microalga marina y su empleo en acuicultura y en la obtención de ácidos grasos poliinsaturados. 1995.

➤ ***Tetraselmis suecica***. López *et al*⁵² indica son microalgas verdes, pero no es una cloroficea, son móviles, y miden usualmente 10 μ m de largo x 14 μ m de ancho, de forma ovoide con 4 flagelos, tiene un nivel de lípidos muy alto, estimulando la alimentación de organismos marinos usando aminoácidos naturales, de alta digestibilidad, ideal para organismos con pocas enzimas digestivas. Crece mejor a temperaturas altas, contiene pigmentos como clorofila a y b (2,5 μ g (Chl a)/g de biomasa de microalga (p. s), proteínas; 430 μ g/mg de biomasa (p. s), Carbohidratos; 185 μ g/mg de biomasa (p. s), lípidos totales; 127 μ g/mg de biomasa (p. s), EPA (20:5 w3) 8,4 %, Vitamina C; 3,7 μ g/mg de biomasa de microalga (p. s).

➤ ***Isochrysis galbana***. La cita anterior referencia que pertenece a la Familia isochrysidaceae, Clase Prymnesiophyceae, posee un tamaño entre 7 μ m y 9 μ m, aparecen formas móviles, con dos flagelos, y formas inmóviles, cuando se cultiva en medios sólidos (agar), las colonias, de color amarillo-limón, están constituidas por células de un tamaño aproximadamente 10 veces menor que el de las formas normales en medio líquido. Cultivadas con agitación e iluminación continua, produce EPA en una cantidad media de 4,65 % sobre peso seco de biomasa y DHA en una cantidad media de 1,42% sobre p. s. de biomasa.

⁵² *Ibid.*, p 5.

➤ ***Chaetoceros sp.*** Band⁵³ sostiene que es una microalga unicelular, pero puede formar cadenas de 10 células a 20 células al interconectar las espinas con células adyacentes, vistas lateralmente presentan una forma cuadrada, con 12 µm - 14 µm de largo y 15 µm - 17 µm de ancho, se utiliza como alimento en cultivos de rotíferos, almejas, ostiones y larvas de camarón. Puede cultivarse en agua salobre (12 ups) sin que se modifique su tasa de crecimiento, su composición proximal y bioquímica, su tasa de crecimiento puede ser modificada utilizando luz azul sola o mezclada con luz blanca, puede preservarse por congelación a -2°C por lo menos durante dos meses.

“Los cultivos de microalgas son sistemas abiertos o cerrados, mantenidos en ambientes de laboratorio o fuera de éstos, con luz artificial o natural, donde se controla el ciclo de vida de la especie, las condiciones físicas y nutritivas del agua de los estanques o recipientes para producir un bloom semi-natural de las microalgas”⁵⁴.

Según Gamboa *et al*⁵⁵, la producción de cultivo monoalgal requiere de una cepa pura, el cultivo consiste en inoculaciones escalonadas con el fin de mantener la pureza y vigor de la cepa, empieza en un tubo de 20 ml sembrado diariamente hasta el día 7 cuando el primer tubo es transferido a un Erlenmeyer de 250 ml, y así sucesivamente en serie, hasta la cosecha diaria de un tanque de 1 m³ o 2 m³.

Gamboa *et al*⁵⁶ reporta que el medio de cultivo en todos los recipientes puede ser mas o menos especializado: Guillard y Rither (F2) (Anexo A), Conway, Clark's, entre otros, pero dos ejemplos prácticos son: a) Sulfato de Amonio 150 mg/L + Urea 7,5 mg/L + superfosfato de calcio 25 mg/L; b) Sulfato de Amonio 100 mg/L + Urea 10 – 15 mg/L + fertilizante N/P 16 - 20 de 10 – 15 mg/L, la intensidad de la luz puede ser mantenida entre los 1000 lux y los 5000 lux, dependiendo del tamaño de los recipientes y el pH entre 7 y 9, la temperatura debe estar entre 25 °C y 28°C, salinidad alrededor de 25 ups. Cada tanque de 1 m³ o 2 m³ que se coseche diariamente se reparte como alimento para el cultivo de rotíferos y los tanques de cría larvaria. El tiempo de permanencia de cada cultivo en los diferentes volúmenes esta sujeto a las variables físicas que inciden en el crecimiento y desarrollo de las microalgas, así como de la especie en sí, el tamaño del inóculo, el medio y el método empleado para el cultivo.

⁵³ BAND Schmidt, Christine. Efecto de La Composición Bioquímica de Microalgas sobre el valor nutritivo de dos cepas de *Artemia*. Instituto Politécnico Centro Interdisciplinario Nacional de Ciencias Marinas (CICIMAR). La Paz. 1999. p 14.

⁵⁴ *Ibíd.*, p 16.

⁵⁵ GAMBOA *et al.* Op. cit., p 241.

⁵⁶ *Ibíd.*, p 241.

4.5.2 Rotíferos. Según Watanabe⁵⁷, actualmente se conocen unas 1.500 a 2.000 especies de rotíferos (Figura 6) repartidos por las aguas de todo el mundo, el nombre de *rotífero* proviene del latín *rota* (rueda) y *ferre* (llevar) en referencia a su aparato succionador, la corona. Según el Cenaim⁵⁸, el área más importante para el uso de rotíferos se sitúa en la larvicultura de peces marinos, para la mayoría de las especies, el rotífero es indispensable como primer alimento vivo debido al hecho que el nauplio de *Artemia* es inaccesible para las larvas, su uso se justifica por varias razones; entre ellas su tamaño intermedio desde 180 µm a 250 µm siendo intermedio entre algas (<20 µm) y nauplios de *Artemia* (500 µm), por el movimiento lento, especial para las larvas que se encuentran en fases críticas de desarrollo o que por varias razones están débiles teniendo dificultades para capturar nauplios de *Artemia*, la biología de la alimentación por filtración no-selectiva de los rotíferos que permite ser enriquecidos fácilmente, y el metabolismo acelerado del rotífero da la ventaja al larvicultor de poder reaccionar muy rápido en condiciones críticas, enriqueciendo los rotíferos con sustancias profilácticas en pocas horas⁵⁹.

➤ **Rotíferos (*Brachionus rotundiformis* Tschugunoff, 1921).** Watanabe *et al*⁶⁰ sostiene que entre las cepas más utilizadas se destacan *B. rotundiformis* (Figura 6), anteriormente conocido como tipo “S” (100 µm - 230 µm), pertenece al Phylum: Aschelminthes, Clase: Rotatoria, Familia: Brachionidae y Género *Brachionus*, se caracteriza porque tolera largos períodos de anoxia.

Sorgeloos y Lavens⁶¹ menciona que la epidermis contiene una capa densamente empaquetada de proteínas similar a la queratina denominada “Loriga”. El cuerpo del rotífero se diferencia en tres partes distintas que consisten de la cabeza, el tronco y pie. La cabeza lleva el órgano rotatorio o corona que es reconocido fácilmente por sus cilios anulares. La corona retráctil asegura la locomoción y un movimiento del agua en forma similar a la de un remolino, que facilita la captación de pequeñas partículas alimentarias (principalmente algas y detritus).

⁵⁷ WATANABE, Takeshi. Nutritional quality of living feeds used in seed production of fish [En línea]. Proc. 7th Japan-Soviet Joint Symp. Aquaculture. Tokyo. 1978 [Citado el 3 de febrero de 2010]. Disponible en Internet: <URL:http://scinedirect.com/scine?_ob=ArticleURL&_udi=B6T4D-49PJ66F>

⁵⁸ CENAIM. Manual para la producción y uso de organismos zooplanctónicos [En línea]. Edición Internet. Guayaquil. 2008 [Citado el 7 de Noviembre de 2009]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.cenaim.espol.edu.ec/publicaciones/artemia/13-15.pdf>>

⁵⁹ *Ibíd.*, p 1.

⁶⁰ WATANABE, Takeshi y KIRON, Viswanath. Prospects in larval fish dietetics. Aquaculture, Ámsterdam. Volumen 124. Chile 1994. p 223-251.

⁶¹ SORGELOOS. Op., cit. p 256.

Figura 6. *Brachionus rotundiformis*

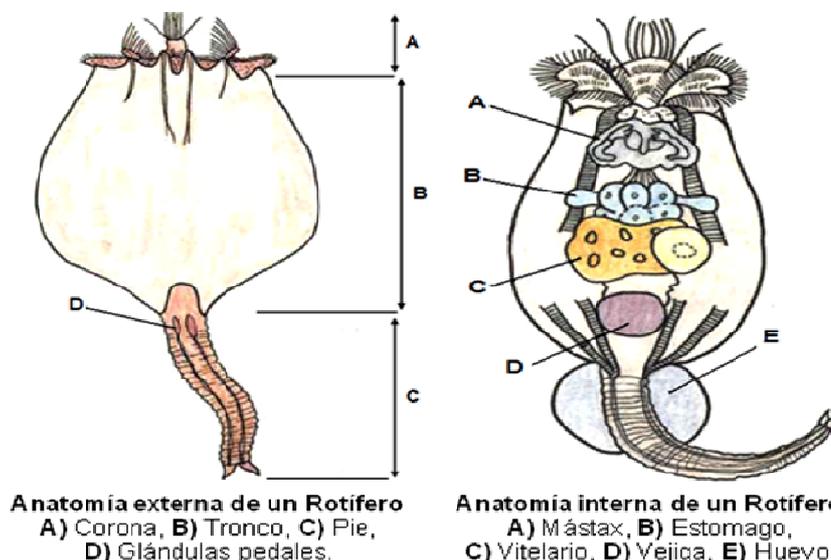


La cita anterior refiere que el tronco contiene el tracto digestivo, consistiendo de un mastax que muele las partículas ingeridas, el esófago, el estómago con glándulas gástricas y el intestino. El sistema excretorio consiste de un par de protonefridios con células terminales (cyrtocitos), el conducto y la vesícula. Los protonefridios expulsan líquido excretorio y juegan un papel importante en la regulación osmótica. El órgano genital es impar (Monogononta), la apertura del conjunto externo de la vesícula y el oviducto se llama cloaca. El pie es una estructura anillada retráctil sin segmentación que termina en uno o cuatro dedos poseyendo glándulas pedales que segregan una sustancia adhesiva en rotíferos reptantes y sésiles (Figura 7).

Como sugiere Watanabe *et al*⁶² los rotíferos pueden ingerir partículas de alimento de 20 μm a 30 μm , consumen microalgas, bacterias, levaduras y protozoarios, los animales cultivados se alimentan con algas unicelulares y/o levaduras; *Nannochloropsis*, *Tetraselmis* e *Isochrysis* son las microalgas más utilizadas, la levadura de pan ha sido empleada para el cultivo pero el valor nutritivo resultante de los rotíferos es muy pobre. Existen dietas artificiales y de enriquecimiento que son nutricionalmente completas y pueden reemplazar totalmente el uso de algas y/o levadura, se recomienda la introducción de vitaminas, en particular la vitamina B12, vitamina A y la vitamina E para el incremento de la fecundidad y el crecimiento en general.

⁶² WATANABE y KIRON. Op cit.

Figura 7. Anatomía externa e interna de un Rotífero



Fuente; PRIETO, Martha. Rotíferos en acuicultura. 2005.

“Los rotíferos alimentados con *Nannochloropsis* están compuestos de 75% proteína, 22% lípidos y 3% cenizas (p. s), mientras que los alimentados con solo levadura tienen 71% proteína, 17% lípidos y 12% cenizas. La digestibilidad de la proteína de los rotíferos está entre 89% y 94%, siendo más alta que la digestibilidad de la proteína de la *Artemia* (83% - 89%)”⁶³.

Watanabe⁶⁴ recomienda un intervalo de temperaturas de 28°C – 34°C, los mejores resultados se obtienen a salinidades de 20 ups o 25 ups, la dilución con agua dulce aumenta el número de hembras y la producción de huevos, el pH debe estar entre 7,5 y 8,5, el amonio no ionizado (NH₃) es el compuesto nitrogenado más dañino, con una correlación directa entre altas concentraciones de éste y bajas densidades de rotíferos; afecta la producción de huevos y la actividad natatoria, las concentraciones de amonio total deben ser menores de 10 ppm y las del amonio no ionizado no mayores a 0,5 ppm o 1 ppm. Los niveles óptimos de oxígeno están entre 5 ppm y 7 ppm, iluminación desde 2.000 lux, hasta 8.000 lux, con un fotoperiodo de 16 h luz y 8 h de oscuridad, válido cuando la alimentación se basa total o parcialmente en microalgas, cuando se trata de alimentos secos, la iluminación no es esencial.

⁶³ PRIETO Guevara, Martha. Cultivos III - Cultivo de plancton. Rotíferos en acuicultura. Universidad de Córdoba. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Programa de Acuicultura. 2005. p 5.

⁶⁴ WATANABE. Op. Cit.

En el proceso de cultivo se observa dos fases distintas: el mantenimiento de un stock (cultivo en volúmenes pequeños) y el cultivo masivo (cultivo en gran volumen). Para el mantenimiento del stock es necesario mantener las cepas en pequeños volúmenes, en previsión de colapsos en las cadenas de producción por mortalidades masivas debidas a diversas causas, sobre todo en los cultivos masivos exteriores expuestos a las variaciones ambientales”⁶⁵.

Gamboa *et al*⁶⁶ sugiere que el cultivo inicia en 7 erlenmeyers de 500 ml puestos en frente de tubos fluorescentes de 5.000 lux, la temperatura en los recipientes no debe sobrepasar los 30°C, se inoculan los rotíferos a densidad de 50 Rot/ml en 400 ml de *Nannochloropsis sp* (1×10^6 células/ml o 6×10^6 células/ml), cada día se agrega 50 ml adicionales del mismo cultivo de algas, a los tres días la densidad de rotíferos debe alcanzar 200 rotíferos/ml, durante el período descrito no se suministra aireación.

Como referencia el anterior autor, alcanzada la densidad de 200 Rot/ml y 300 Rot/ml, son sacados y lavados en filtro sumergido de 50 μm , para ser transferidos a una densidad de 50 Rot/ml en 7 recipientes de 15 litros; dos litros de agua filtrada y aireación moderada. Se les agrega diariamente *Nannochloropsis sp* ($1,6 \times 10^6$ células/ml). Luego de una semana, los recipientes deben estar llenos y la densidad de rotíferos debe alcanzar al menos los 200 Rot/ml, momento en el que son transferidos a 7 tanques de 1 m³ y 2 m³. Estos tanques se llenan a la mitad con algas a densidades de 13×10^6 células/ml o 14×10^6 células/ml y se inoculan con rotíferos a densidad de 100 Rot/ml. El primer día se agrega levadura dos veces en cantidad de 0,25 g/ 10^6 rotíferos; el día siguiente los tanques se llenan completamente con algas con la misma proporción y se agregan 0,37 g de levadura por millón de rotíferos, al tercer día los rotíferos se dan como alimento a los tanques de cría larvaria y el ciclo continúa en la misma forma.

El enriquecimiento de rotíferos se puede realizar con una variedad de componentes activos que debe ser presentado en partículas con tamaño inferior a 20 μm o gotas de aceite emulsificadas en el agua (diámetro alrededor de 1 μm). Se puede ejecutar el proceso al final del cultivo masivo (en el medio de cultivo) o en un medio fresco después de la cosecha del cultivo masivo, el tanque de enriquecimiento, la calidad del agua, la aireación y la temperatura son idénticas a las del cultivo masivo. Si a los rotíferos que son alimentados solo con levadura se les da exclusivamente *Nannochloropsis* durante los 2 últimos días antes de dárselos a las larvas de peces, el contenido de HUFAs alcanzará niveles

⁶⁵ *Ibíd.*, p 2.

⁶⁶ GAMBOA *et al.* Op. cit., p 243.

máximos, esta es una primera alternativa (enriquecimiento por ingestión) para el enriquecimiento⁶⁷.

Otra alternativa es el enriquecimiento directo, basado en el hecho de que los rotíferos pueden tomar los HUFAs y las vitaminas liposolubles directamente del medio; los rotíferos se cosechan, se concentran y se sumergen en una emulsión rica en HUFAs por 2 h a 6 h, quedando enriquecidos con todos los componentes vitales para las larvas; no obstante, una vez que estos rotíferos son agregados a los tanques de las larvas van perdiendo rápidamente su enriquecimiento a medida que pasa el tiempo (van metabolizando el enriquecimiento), después de seis horas en los tanques de las larvas los rotíferos enriquecidos habrán perdido $\frac{2}{3}$ de su contenido en HUFAs y a las 24 horas esos niveles llegarán al punto de pre-enriquecimiento. Si se usa éste método, se deben agregar rotíferos enriquecidos a intervalos frecuentes⁶⁸ (Anexos B, C).

Según Hamre *et al*⁶⁹, los rotíferos son importantes durante los primeros días de larvicultura, aunque recomiendan la complementación de este tipo de alimento vivo con la utilización de dietas variadas, los rotíferos enriquecidos con yodo y Selenio aumentaron hasta en un 32% la sobrevivencia en larvas de Bacalao (*Gadus morhua*) a los 26 DAH, aunque no tuvieron incidencia respecto a la talla, las larvas de Bacalao obtienen una supervivencia y un crecimiento mayor cuando se alimentan con cepas de Rotíferos “grandes” que miden en promedio una talla de e igual forma la supervivencia de larvas de lenguado (*Psetta máxima*) se incrementó en un 14% cuando se utilizaron rotíferos en la forma tradicional.

Shipp⁷⁰ menciona que en ensayos realizados en pargo dorado los primeros intentos de cría de larvas utilizando la cepa de rotíferos como primera alimentación, se caracterizó por presentar una mortalidad total de las larvas dentro de cinco días a partir del inicio de la alimentación; observó que los rotíferos rara vez se ingirieron y

⁶⁷ CENAIM. Op. cit., p 3.

⁶⁸ *Ibíd.*

⁶⁹ HAMRE, Kristin. MOLLAN, Ted. SAELE, Oysten. ERSTAD, Borre. Rotifers enriched with iodine and selenium increase survival in atlantic cod (*Gadus morhua*) larvae. National Institute for nutrition and seafood research (NIFES) [En línea]. Edición Internet. Noruega. Aquaculture 284. 2008 [Citado el 4 de agosto de 2010]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.elsevier.com/locate/aqua-online>>

⁷⁰ SHIPP, Glen. The use of calanoid copepods in semi-intensive, tropical marine fish larvicultura. Darwin aquaculture centre. Department of primary industry, fisheries and mines. 2006. En: Avances en nutrición Acuícola. VIII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. Universidad Autónoma de Nuevo León. Editores: Elizabeth Cruz Suaréz. Denis Ricque Marie. Mireya Tapia Salazar. Martha G. Nieto López. David Villarreal. Ana Puello Cruz. Armando García Ortega. Monterrey. México. ISBN 970-694-333-5. 6 p.

a menudo los rotíferos ingeridos fueron excretados intactos lo que indico que no estaban siendo digeridos.

4.5.3 Copépodos. Gaviria⁷¹, reporta que los copépodos (del griego Kope= remar y Podos= pies), pertenecen a un grupo relativamente pequeño de artrópodos acuáticos, con 11.500 especies se consideran que son los metazoos más abundantes del planeta. El grupo de estos organismos está más diversificado en el mar y el número de especies parasitas marinas representa cerca de una tercera parte de aquellas de vida libre, los copépodos habitan en lagos, estanques, embalses, charcos, ríos, aguas subterráneas y se los encuentra también en fitotelmatas y en ambientes semiterrestres como musgos y suelos húmedos forestales.

Prieto⁷², sustenta que la calidad nutricional de los copépodos se caracteriza por altos niveles de proteína (44% al 52%) y buen perfil de aminoácidos, la composición de ácidos grasos varía considerablemente acorde al alimento usado en su cultivo (Anexos B, C), a pesar de presentar movimientos rápidos por saltos y consecuentemente buen escape del predador, su nauplio es considerado excelente alimento para postlarvas de peces gracias a sus movimientos más lentos siendo fácilmente capturados por las postlarvas de peces marinos y de agua dulce, los copépodos son versátiles para la alimentación de las postlarvas gracias a que presentan en su desarrollo diferentes tamaños que permiten su selección acorde a las necesidades de las postlarvas.

“La mayoría de especies planctónicas se alimenta de fitoplancton, siendo el principal nexo de unión entre el fitoplancton y los niveles trópicos superiores en muchas cadenas tróficas marinas”⁷³. “Los copépodos son animales de tamaño corporal reducido, en general entre 0,3 mm y 5 mm, no obstante, algunas formas de vida libre pueden alcanzar los 28 mm”⁷⁴.

⁷¹ GAVIRIA, Santiago y ARANGUREM, Nelson. Especies de vida libre de la subclase copépoda (Arthropoda, Crustácea) en aguas continentales de Colombia [En línea]. En: Biota Colombiana. 2007 [Citada el 10 de Febrero de 2010]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.siac.net.co/biota/bistream/123456789/224/1/Copepodos.pdf>>

⁷² PRIETO. Alimento vivo y su importancia en acuicultura. Op. cit.

⁷³ PRIETO Guevara, Martha. Cultivos III-Cultivo de plancton. Copépodos en acuicultura. Universidad de Córdoba. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Programa de Acuicultura. 2005. p 2.

⁷⁴ JAUME, Damián. CONRADI, Mercedes. LÓPEZ, Pablo. Curso práctico de entomología: Copépodos. Sevilla, España. IMEDEA (CSIC-IUB), Instituto Mediterraneo de Estudios Avanzados. Departamento de Fisiología y Zoología. 2000. p 202.

Según Prieto⁷⁵ existen tres órdenes principales de copépodos de vida libre: Calanoida, Harpacticoida y Cyclopoida, los cuales pertenecen a la infraclase Neocopepoda, esta última, está dividida en dos súper órdenes; los Calanoides pertenecen al superorden Gymnoplea y los Harpacticoides y cyclopoides al superorden Podoplea.

➤ **Copépodos Calanoides (*Paracalanus parvus*, Claus).** Prieto⁷⁶, describe que la subclase calanoida comprende 43 familias con alrededor de 2.000 especies, han sido los mas exitosos de todos los copépodos, colonizando todos los ambientes pelágicos marinos y de agua dulce, consumen alimento en suspensión principalmente fitoplancton y protozoarios, ellos usan sus partes bucales para crear corrientes de agua y atraer las partículas capturadas pasivamente y dirigirlas hacia la boca por setas sobre los maxilípedos, maxila 1 y 2 mientras que grandes partículas son individualmente atrapadas por movimientos de la maxila 2 (Figura 8).

En su morfología, los copépodos tienen el cuerpo alargado y más o menos cilíndrico, de color crema o grisáceo, los que viven en lagos o en litoral se encuentran más expuestos a la radiación de onda corta siendo de color rojo o anaranjado intenso debido a un carotenoide (Astaxantina). El cuerpo suele estar adelgazado de delante hacia atrás y algo cilíndrico, compuesto por un tórax y un abdomen, el extremo anterior es redondeado o terminado en punta, los ojos compuestos están ausentes, pero el ojo nauplio medio es una característica típica y conspicua, son notables las primeras antenas unirrameas; generalmente largas y extendidas en ángulo recto con el eje longitudinal del cuerpo, la cabeza esta fusionada con el primero de los seis segmentos torácicos y a veces con el segundo, el primer par de apéndices torácicos se ha modificado en forma de maxilípedos al servicio de la alimentación, los cinco apéndices torácicos restantes, a excepción del último o de los dos últimos pares son más o menos parecidos y birrameos de forma simétrica, el abdomen esta compuesto de cinco segmentos, por lo general más estrechos que los torácicos, no hay apéndices abdominales a excepción de un único par de ramas caudales en el telson. En los copépodos de vida libre no hay branquias (excepto en los calanoides y algunas especies parasitarias) ni corazón, ni vasos sanguíneos, los órganos excretorios son glándulas maxilares⁷⁷ (Figura 9).

“Su reproducción es sexual, los machos son un poco más pequeños que las hembras, con las antenas acodadas abrazan a la hembra y le adhieren el espermatóforo en la proximidad del poro genital, después de la separación de parejas, los espermatozoides salen del espermatóforo y llegan al receptáculo seminal

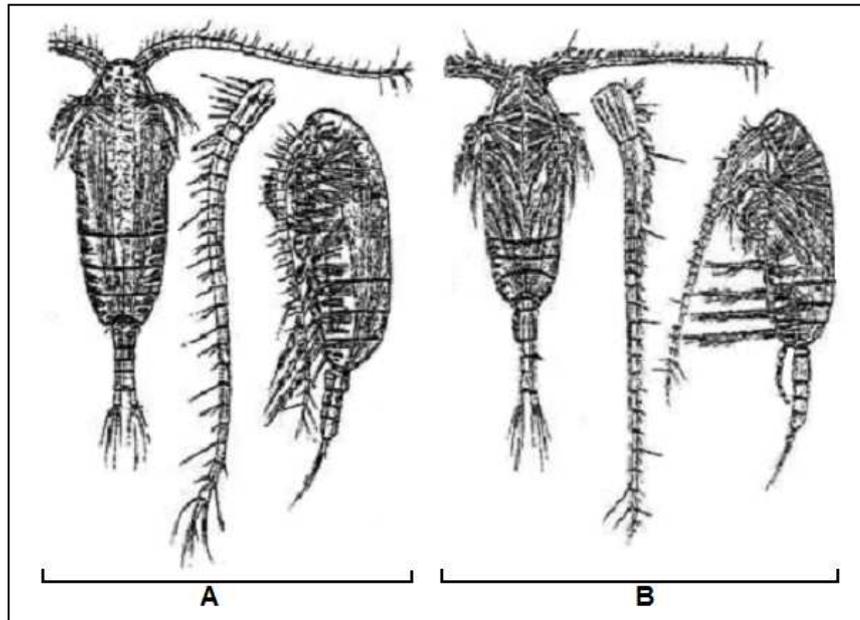
⁷⁵ PRIETO. Cultivos III. Copépodos en acuicultura. Op. cit., p 3.

⁷⁶ Ibid.

⁷⁷ Ibid.

de la hembra, donde fecundan los óvulos maduros y forman el envoltorio o saco dentro del cual quedaran adheridos al cuerpo de la hembra⁷⁸.

Figura 8. *Paracalanus parvus*



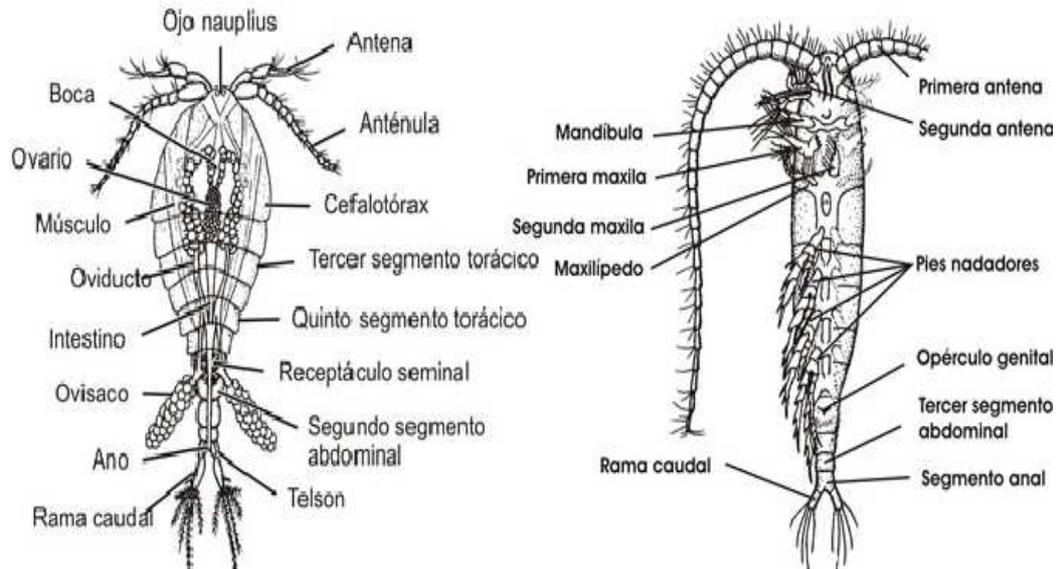
a) Hembra de *P. parvus* b) Macho de *P. parvus*.

Los huevos pueden comenzar a desarrollarse de inmediato (huevos subitáneos) o entrar en una fase de reposo que a veces dura seis meses (Huevos resistentes), del huevo sale una larva llamada nauplio que tiene tres pares de apéndices, los cuales son rudimentos del primer y segundo par de antenas y de las mandíbulas, por mudas sucesivas que totalizan 11 en los Calanoides y 10 en los Ciclopoides, las larvas aumentan de tamaño al igual que aumenta el número y la complejidad de los apéndices, las 5 o 6 primeras larvas se denominan nauplios, y difieren de los adultos tanto en su forma como en su aspecto general, los últimos 6 estadios larvales se denominan copepoditos; son parecidos a los adultos, pero de menor tamaño (Figura 10). El tiempo de desarrollo de los copépodos varía según la especie y las condiciones ambientales, sobre todo la temperatura y el alimento disponible⁷⁹.

⁷⁸ *Ibíd.*

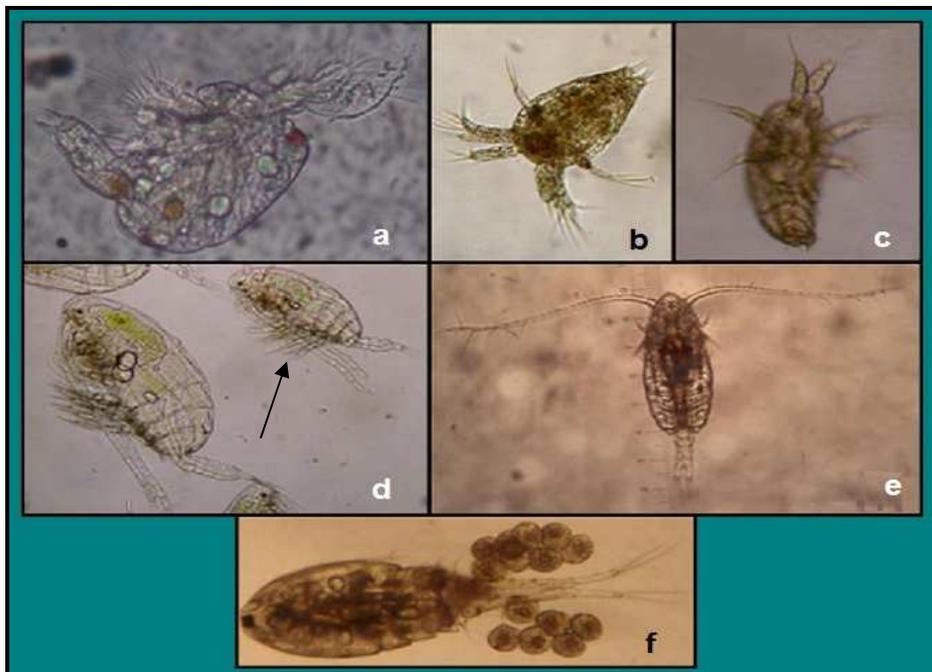
⁷⁹ *Ibíd.*

Figura 9. Anatomía externa e interna de un Copépodo



ASTURNATURA. Los Copépodos [En Línea]. 2010].

Figura 10. Diferentes estadios de vida de un copépodo



a, b, c) Nauplios, d) Copepodito, e) Adulto, f) Copépodo hembra con huevos.

Vélez⁸⁰ informa que los cultivos de copépodos se han establecido con mayor importancia nutricional debido al perfil nutritivo que satisface de mejor manera los requerimientos de larvas marinas, pues se cree que contienen niveles más altos de enzimas digestivas que las *Artemias*, pueden ser administrados como nauplios, copepoditos y adultos, además el movimiento en zigzag que estos organismos producen da estímulo visual para muchas larvas de peces. La inclusión de copépodos aún por un período corto en el cultivo larvario de peces marinos asegura un desarrollo normal con mejoras en el crecimiento y supervivencia, reduciendo notoriamente la ocurrencia de enfermedades, malformaciones y pigmentación anormal.

Hicks y Coull⁸¹, reportan que los principales copépodos utilizados para cultivar larvas de peces marinos involucran principalmente a los órdenes Harpacticoida (como el *Tigriopus japonicus*); Calanoida (*Calanus sp.*, *Acartia sp.*, entre otros) y en menor grado Cyclopoida, los primeros, a diferencia de los Calanoides tienen la ventaja de poder ingerir una amplia variedad de dietas, pueden alcanzar una alta densidad en cultivo por lo que son los mejores candidatos para cultivo intensivo; se ha demostrado que aparentemente estos copépodos tienen la habilidad de convertir ácidos grasos 18:3n-3 en cantidades substanciales de los HUFAS 20:5n-3 y 22:6n-3 debido a que poseen suficientes cantidades de enzimas (elongasas y desaturasas) necesarias para tal fin, “aunque tienen una gran desventaja frente a los copépodos Calanoides, teniendo en cuenta que los nauplios de muchos de éstos son principalmente bentónicos, siendo menos predados por las larvas planctónicas de peces marinos”⁸².

Para el cultivo de copépodos la cepa madre se colecta durante la noche en alguna laguna costera, estos se concentran con una linterna halógena aprovechando su fototropismo positivo y son colectados con una malla de 150 µm, se verifica al microscopio que los copépodos capturados sean de tipo Calanoides, la contaminación con otros organismos se elimina realizando un enjuagado de lo cosechado, después de la colecta los copépodos son tamizados para aislar los adultos y copepoditos tardíos, pasando lo colectado por malla de 500 µm para eliminar huevos y larvas de posibles predadores, lo filtrado se enjuaga durante dos horas en un “lavador de plancton” con malla de 190 µm⁸³.

⁸⁰ VÉLEZ, Antonio. Producción de Alimento Vivo para Hatchery de Peces Marinos [En línea]. En: Conferencia Internacional Aqua Sur Chile. 2002 [Citada Diciembre 12 de 2009]. Disponible en Internet: URL:<http://www.aquasur.cl/conferencias/Antonio%20Velez.ppt>

⁸¹ HICKS, Geoffrey y COULL, Bruce. The ecology of marine meiobenthic harpacticoid copepods. *Oceanogr. Rev Mar Biol. Ann* 1983;21:67–175.

⁸² PAYNE, Robert y RIPPINGALE, Michael. Intensive Cultivation of the Calanoid copepod *Gladioferens imparipes*. *Aquaculture* 201:329–42. 2001.

⁸³ *Ibid.*

Para la alimentación de los copépodos y de los demás organismos del mesocosmos es necesario producir microalgas, se utilizan las especies *Tetraselmis sp* que es altamente móvil, *Isochrysis sp* rica en HUFA y *Nannochloropsis sp* fácil de cultivar y apropiada para la alimentación de Rotíferos y otros zooplánctones del mesocosmos. Una semana antes del desove se toman dos tanques para “mesocosmos” de 3 m³ c/u, que se llenan con agua de mar sin filtrar, fertilizándolos con fosfato de amonio (1,7 mg/L), fosfato monopotásico (0,5 mg/L), urea (0,08 mg/L), Fe-EDTA (0,25 mg/L), mezcla de metales traza (0,017 mg/L) y se inoculan con las microalgas hasta una concentración de 150 x 10³ células/ml, después se adicionan en los tanques los copépodos a una concentración de 1 ej/ml. Al cabo de una semana, cuando se presenta el desove, la concentración de copépodos en los tanques habrá llegado a unos 5 ej/ml, diariamente se agregan suficientes algas en los tanques de mesocosmos hasta recuperar el color marrón que denota la abundancia de alimento para el zooplancton presente en los mismos⁸⁴.

Sorgeloos y Lavens⁸⁵, mencionan que los copépodos cultivados en conjunto con diferentes especies de microalgas, rotíferos y otros microorganismos en sistemas mesocosmos incrementan la supervivencia y calidad de las larvas y alevinos que lo consumen. Así, la supervivencia de larvas de lenguado (*Psetta máxima*) se incrementó de un 14% cuando se utilizaron rotíferos en la forma tradicional, a un 45% cuando se utilizaron copépodos de la especie *Tisbe holothuriae*, en conjunto con microalgas y rotíferos, después de varios intentos se logro producir por primera vez en Australia 5.000 alevinos de pargo dorado (*Lutjanus johnii*) utilizando el copépodo *Acartia sp* en su larvicultura.

“En larvicultura del mero (*Epinephelus coloides*), cuando se alimentaron sus larvas en un mesocosmos compuesto por microalgas, rotíferos y copépodos (*Acartia tsuensis*, *Pseudodiaptomus spp* y *Oithona sp*), se alcanzó una supervivencia de 3,4%”⁸⁶, “en larvicultura del pargo rojo (*Lutjanus campechanus*) se obtuvo excelentes resultados de supervivencia (12,5% al utilizar mesocosmos con los copépodos *Acartia sp* y *Pseudodiaptomus sp*)”⁸⁷.

4.5.4 Artemia. Como dice Prieto⁸⁸, es el alimento vivo más usado en la acuicultura teniendo el papel central en el desarrollo de la piscicultura debido a su contenido de

⁸⁴ Ibíd.

⁸⁵ SORGELOOS. Op., cit.

⁸⁶ TOLEDO. Op. cit.

⁸⁷ OGLE, *et al.* Op. cit

⁸⁸ PRIETO, Martha. Cultivos III-Cultivo de plancton. Artemia en acuicultura. Programa de Acuicultura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad de Córdoba. 2005, p 5.

ácidos grasos (n-3 y n-6), permite su suministro a especies de agua dulce y marina, aporta más de 47% en contenido de proteínas, presenta varias enzimas proteolíticas con importante función en el tracto digestivo de las postlarvas. Su importancia se basa en la practicidad del almacenamiento y el manejo de sus cistos, la disponibilidad de quistes no es predecible porque se cosechan grandes ecosistemas naturales y los factores que interfieren en su producción están fuera del control humano, ocasionando fluctuaciones en los precios dentro de amplios márgenes.

“El género *Artemia* (Figura 11) forma parte de los Crustáceos Braquiópodos Anostráceos (clase Branchiopoda, Orden Anostraca), caracterizados por estar dotados de apéndices torácicos en forma de hoja, portadores cada uno de una branquia, y por la ausencia de caparazón rígido”⁸⁹ (Figura 12).

Figura 11. *Artemia*



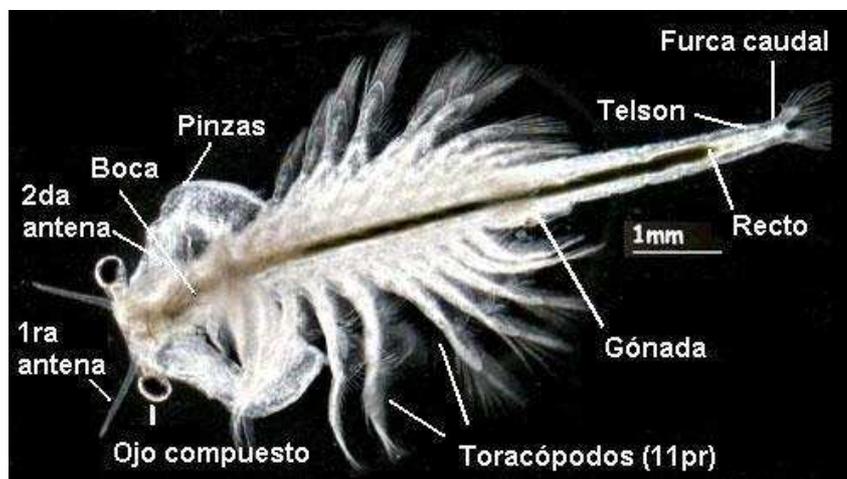
(Izq.) Hembra de *Artemia*, (Der.) Macho de *Artemia*.

Villamar⁹⁰, comenta que la *Artemia* vive en los estanques de evaporación de las salinas y en lagos salobres de todo el mundo, mide entre 0,8 cm y 1,5 cm de longitud, es un animal filtrador, todas las partículas de algas y de alimento vegetal inferior a 50 micras son ingeridas, raspan partículas orgánicas del fondo y pueden ser depredadores activos durante las 24 horas del día.

⁸⁹ SALGADO, Leu Ítalo. La *Artemia* y su cultivo en el Perú. Universidad Nacional de Piura. Departamento de Ciencias Biológicas. Piura. 2001. p 13.

⁹⁰ VILLAMAR, César. La *Artemia* salina y su importancia en la producción camaronera [En línea]. Edición internet. Aquatic N° 11. 2000. En: Revista electrónica Aquatic. [Citada el 12 de febrero de 2008]. Disponible en Internet: <URL:<http://revistaaquatic.com>>

Figura 12. Anatomía externa e interna de *Artemia*



Fuente; DEPROMAR. Desarrollo de productos marinos [En línea]. 2010.

➤ **Obtención de Nauplios de *Artemia*.** Según Gamboa *et al*⁹¹, las latas de quistes se adquieren en el mercado y en lo posible se trabaja con quistes desencapsulados; los quistes (100 g/L) se hidratan por una hora en agua dulce con aireación, temperatura cerca de 25°C, se tratan con una solución de hipoclorito de sodio a 0,5 g de ingrediente activo en 14 ml de agua de mar por gramo de quistes durante 5 min a 15 min manteniendo la temperatura por debajo de los 40°C adicionando hielo o agua fría, cuando los quistes se tornen anaranjados se ponen sobre malla de 125 µm y se lavan, se pasan por una solución de HCl 0.1N o de Na₂S₂O₃ al 0.1% por menos de un minuto para desactivar el hipoclorito y se vuelven a lavar con abundante agua.

En el mismo sentido Gamboa *et al*⁹², menciona que la eclosión de los quistes se realiza en recipientes transparentes de fondo cónico con aireación, el oxígeno debe estar por encima de 2 mg/L, la temperatura entre 25°C y 28°C, salinidad de 28 ups a 38 ups, el pH alrededor de 8, la densidad debe estar alrededor de los 2 gr/L y se debe proveer iluminación de unos 2.000 lux en la superficie de los recipientes de eclosión; la eclosión empezará hacia las 12 horas o 16 horas de incubación y se extenderá posiblemente hasta las 24 horas (Figura 13).

⁹¹ GAMBOA *et al.* Op. cit., p 244.

⁹² *Ibid.*, p 244.

Figura 13. Proceso de activación de un quiste de *Artemia*



PRIETO. Cultivos III-Cultivo de plancton. *Artemia* en acuicultura. Op. cit., p 8.

Para cosechar los nauplios Gamboa *et al*⁹³ propone que se suspenda la aireación durante 10 minutos; los desechos flotan mientras que los nauplios y quistes sin eclosionar se mantienen en el fondo, por intermedio de una válvula de fondo o por sifoneo se sacan los quistes sin eclosionar que pueden ser resembrados, los nauplios se recogen en filtro sumergido de 150 μ m y son administrados a los tanques de cultivo larvario o enriquecidos, para esto los nauplios de *Artemia* son enriquecidos con HUFA, después de su eclosión los nauplios se transfieren a un tanque por 24 h a densidades de 300 n/ml, con temperatura de 25°C, aireación fuerte y una emulsión comercial de HUFA en dosis consecutivas de 300 mg/L cada 12 h, a las 24 h se cosechan los nauplios enriquecidos (Anexos C, D), se lavan y se dan como alimento a las larvas de peces en los tanques de cría larvaria.

Rivera *et al* evaluaron el crecimiento de larvas de hurta (*Pagrus auriga*) alimentadas con *Artemia* y con alimento inerte, a partir del día 20 después de la eclosión encontrando ganancia de peso entre las larvas alimentadas con *Artemia* y las alimentadas con piensos⁹⁴. Linares *et al*⁹⁵ encontró que el crecimiento de larvas de besugo (*Pagellus bogaraveo*) alimentadas con *Artemia* enriquecida con tres tipos de algas resulta favorable en el crecimiento de estas larvas.

⁹³ *Ibíd.*, p 245.

⁹⁴ RIVERA, Carlos y BOTERO, Mónica. Alimento vivo enriquecido con ácidos grasos para el desarrollo larvario de peces [En línea]. Edición Internet. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad de Antioquia. En: Revista Colombiana de Ciencias pecuarias. 2008 [Citado julio de 2010]. Disponible en Internet: <URL:<http://rccp.udea.edu.co/index.php/ojs/article/viewFile/474/426>>

⁹⁵ LINARES, F. OLMEDO, M. PELETERIO, J. Crecimiento y composición bioquímica de larvas de besugo *pagellus bogaraveo* alimentadas con *Artemia* enriquecida con tres microalgas diferentes [En línea]. Edición Internet. Centro de Investigaciones Marinas e Instituto Español de Oceanografía C.O. de Vigo. España. 2008 [Citado julio de 2010]. Disponible en Internet: <URL:http://www.juntadeandalucia.es/agriculturaypesca/pesca/acuicultura/descargas/OtrosOrganismos/5_crecimiento_composic_bioquim.pdf>

5. DISEÑO METODOLÓGICO

5.1 LOCALIZACIÓN

La investigación se realizó en la Estación Acuícola de Bahía Málaga (EABM), perteneciente al Instituto Colombiano Agropecuario (ICA), a 24 millas al noreste de Buenaventura, en el Departamento del Valle del Cauca, las coordenadas geográficas oscilan entre 3° 56' y 4° 05' Norte, 77° 21' Oeste. Con vientos que soplan todo el año de Sur a Suroeste (S-SO) y de Oeste a Suroeste (O-SO) con una velocidad máxima de 5 m/s. La humedad varía entre 88% en julio y 90,5% en noviembre debido a la fuerte nubosidad, condensación del vapor de agua y la influencia del viento⁹⁶ (Figura 14).

Figura 14. Ubicación de la Estación Acuícola de Bahía Málaga (EABM)



Esta región es considerada como una de las más lluviosas del mundo; la precipitación anual es generalmente superior a 6.000 mm, las mareas son

⁹⁶ GAMBOA, Jesús Hernando. Inventario Estación Marina de Bahía Málaga. Instituto Colombiano de Desarrollo Rural INCODER. 2006. p 1.

generalmente semidiurnas; la diferencia entre mareas altas y bajas sobrepasa los cuatro metros, la temperatura en aguas superficiales varía entre 26,2°C y 29,7°C, con promedio de 27,8°C, mientras que la temperatura del ambiente esta entre 24,9°C y 25,8°C, la salinidad fluctúa entre 25 ups y 33 ups de acuerdo con la variación de las mareas, el oxígeno disuelto en el agua presenta concentraciones relativamente elevadas con valores que oscilan entre 3,2 mg/L y 5,7 mg/L⁹⁷.

5.2 INSTALACIONES, EQUIPOS, MATERIALES E INSUMOS

5.2.1 Instalaciones. La EABM cuenta con la siguiente infraestructura física de producción e investigación:

Un área total de 933 m², de las cuales:

- 30 m² Sala de cultivos masivos de microalgas
- 20 m² Sala de cultivos masivos de Rotíferos
- 120 m² Sala de producción de Mesocosmos
- 63 m² Sala de larvicultura
- 42 m² Sala de alevinaje de peces marinos
- 224 m² Sala de maduración de reproductores y desoves
- 70 m² Área de bodega y taller
- 18 m² Cuarto frío y sala de preparación de alimento
- 16 m² Caseta para planta eléctrica
- 326 m² Laboratorios, oficinas y habitaciones

La investigación se realizó en la sala de larvicultura, donde se encuentran 15 tanques circulares en fibra de vidrio, revestidos con pintura epóxica color azul en paredes exteriores y color negro en paredes interiores, fondo color blanco facilitando la visibilidad en el medio, la capacidad de almacenamiento es de 1 m³, en el centro del tanque se encuentra un tubo de PVC removible (diámetro = 2 pulg) usado para el desagüe del tanque. La sala cuenta con líneas de Aireación, tuberías para agua de mar provenientes del reservorio y sistema de redes eléctricas para conexión e instalación de lámparas (Figura 15).

5.2.2 Equipos. Para desarrollar la fase experimental del proyecto se emplearon los siguientes equipos:

⁹⁷ Ibid., p. 2.

Figura 15. Sala de larvicultura



- Microscópio, marca NIKON YS-2H, modelo VS2-H.
- Estéreo microscopio, marca NIKON, modelo SMZ-1.
- Micrómetro, de 0 a 10 μm (medición de los huevos y larvas de pargo).
- Balanza digital AND de 0,1 a 1.200 gr EK-1200G, modelo: J8020997.
- Equipo Hatch, marca: Fish farming marine modelo FF-3 Cat: 2430-03
- Electro bomba sumergible PEDROLLO, TOP 2. (Bombeo de Algas).
- Refractómetro ATAGO N-1EBX.
- Multiparámetros KASAI-SCHOTT Geräte GMBH, Handilab, serial 2480 D55014.
- Cámara de Neubauer, marca BOECO Germany. Deep 1/100mm, (Conteo de Algas).
- Cámara Sedgwick-Rafter Cell-S50, Marca PYSER-SGI, (Conteo de Rotíferos y Copépodos).

5.2.3 Materiales. Los siguientes materiales fueron utilizados:

- Portaobjetos.
- Cubreobjetos.
- Pipetas pasteur de 2 ml.
- Tamices de 40 μm , 65 μm , 100 μm , 200 μm , 500 μm .
- Beakers de 80 ml, 150 ml, 500 ml, 1.000 ml y 2.000 ml.
- Piedras difusoras.
- Plomos.
- Escobas, cepillos.
- Pañuelos.

- Incubadoras cilindro cónicas en fibra de vidrio, con capacidad para 100L.
- Mangueras de ¼' y 1' pulgada.
- Poncheras plásticas.
- Baldes de 12 litros.
- Filtro de carcaza de 0,35, 1 y 5 µm.

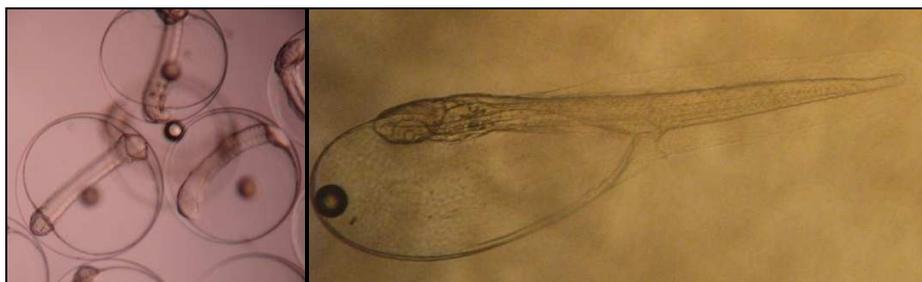
5.2.4 Insumos: Se emplearon los siguientes insumos:

- Hipoclorito de Calcio.
- Hiposulfito de sodio.
- Oxitetraciclina.
- Hormona Gonadotropina Corionica (HCG).

5.3 MATERIAL BIOLÓGICO

Se evaluaron 90.000 larvas de pargo lunarejo (*L. guttatus* Steindachner, 1869), obtenidas mediante el protocolo de reproducción artificial que se maneja en la EABM, los huevos fueron transportados a tanques de larvicultura de 1 m³ y depositados al azar; 10.000 huevos por unidad experimental. Las larvas eclosionaron a las 16 horas después de aplicada la segunda dosis de inductor, temperatura promedio de 27,7°C, la longitud inicial fue de 1,5 mm, saco vitelino con un volumen de 0,189 mm³ (Anexo E), boca y ano cerrados, tracto digestivo no formado e intestino anterior indiferenciado (Figura 16).

Figura 16. Larva de pargo lunarejo



(Izq.) Huevo fecundado. **(Der.)** Larva recién eclosionada.

5.4 PERÍODO DE ESTUDIO

La investigación se desarrolló durante 17 meses, incluyendo la consecución de los reproductores, acondicionamiento de éstos a condiciones de cautiverio en la

Estación, adecuación de instalaciones, estandarización de los cultivos de fito y zooplancton, procesamiento de datos y elaboración del informe. Específicamente el período de evaluación del crecimiento se extendió por 25 días, tiempo en el cual se realizó la larvicultura del Pargo lunarejo.

5.5. PLAN DE MANEJO

5.5.1. Adecuación de instalaciones. En todas las áreas a trabajar, tanto en larvicultura como en alimento vivo se realizó la desinfección de los materiales que se utilizaron, así como de los tanques de producción; para ello se adicionó Hipoclorito de Sodio líquido o Hipoclorito de Calcio granulado en una proporción de 10 ppm, los tanques fueron frotados con esta solución por medio de una escoba, posteriormente se enjuagaron, se llenaron hasta el volumen eficiente de los tanques y se trató el agua con una solución de cloro al 13% por 24 horas, pasado este tiempo se procedió a la neutralización del Hipoclorito añadiendo al tanque 10 ppm de Hiposulfito de sodio. Los filtros fueron lavados y sometidos a solución de Cloro por 24 horas, posteriormente se neutralizaron (Figura 17).

Figura 17: Instalaciones



a) Masivos Algas, b) Masivos Rotíferos, c) Masivos Copépodos, d) Sala de Larvicultura.

Para los tanques de larvicultura el agua de mar con la que se llenó los tanques tuvo un doble proceso de filtración para garantizar una excelente calidad de agua; después de haber pasado por los filtros mecánicos se colocó dos filtros de carcasa de 1 μm y de 0,35 μm .

5.5.2 Manejo del material biológico. El manejo de los animales que se utilizaron para el proceso de reproducción fue realizado según la edad, peso y madurez gonadal (hembras) y de esperma (machos).

Los animales reproductores fueron capturados del medio natural, luego puestos en las jaulas flotantes de la Estación, posteriormente se anestesiaron mediante la utilización de 150 ppm de Metil Quinolina, para realizar la revisión de las hembras (Anexo F) fue necesaria una cánula de 1,25 mm de diámetro interno introduciendo 5 cm en el oviducto (Figura 18), determinando si las hembras estaban aptas para la inducción a la reproducción, las hembras idóneas fueron inducidas con Gonadotropina Corionica Humana (GCH) en dos dosis a razón de 1.000 UI/kg para la primera dosis, y a las 24 horas la segunda dosis con 500 UI/kg, al realizar la aplicación de la segunda dosis en las hembras se inyectó a los machos con 500 UI/kg, la inyección tanto en machos como en hembras se hizo en el muñón de las aletas pectorales. Las hembras fueron transferidas a tanques de 1 m³ en una proporción de una hembra por dos machos; el desove se produjo a las quince horas después de aplicada la segunda dosis y los huevos se recolectaron por rebosamiento en el colector de huevos.

Figura 18. Revisión de la hembra con cánula



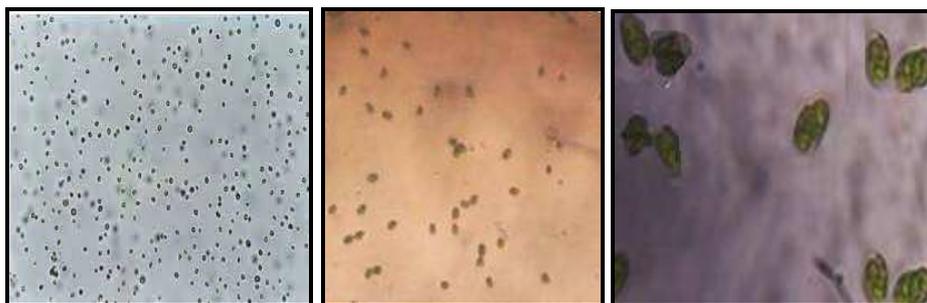
Una vez recolectados los huevos, se llevaron a un proceso de separación donde los óvulos no fecundados se sedimentaron y los embrionados se quedaron en la superficie, permitiendo la separación mediante succión del fondo con una

manguera de 1/8 de pulgada; los embriones separados fueron contados por volumetría para ser sembrados en los tanques de ensayo. Doce horas después comenzó el proceso de eclosión (Anexo G), proporcionando un fotoperiodo normal con 12 h luz y 12 h de oscuridad, una vez eclosionadas, las larvas iniciaron el proceso de reabsorción del saco vitelino.

5.5.3 Producción de alimento vivo. Para obtener el zooplancton con el cual se alimentaron las larvas se utilizó los protocolos de producción de alimento vivo de la EABM, en los cuales se contempló la producción de algas, rotíferos y copépodos de la siguiente manera:

➤ **Microalgas.** Las especies de algas utilizadas para la alimentación de rotíferos y copépodos fueron: *Nannochloropsis Oculata*, *Tetraselmis suecica* e *Isochrysis galbana* (Figura 19).

Figura 19. Microalgas



(Izq.) *N. Oculata*, (Centro) *I. galbana* (Der.) *T. suecica*

Las poblaciones algales se mantuvieron en tubos de ensayo (Figura 20); realizando un inóculo de la cepa en dos tubos de ensayo que se reemplazaron semanalmente efectuando diluciones de 1 ml/10 ml y 1 ml/100 ml (1 ml de la muestra original se diluyó en 10 ml y luego 1ml en 100ml de agua esterilizada) con el fin de mantener las cepas puras y vivas, éstas se conservaron a una temperatura entre 18°C y 22°C, (Temperatura de la Sala de Cepas), mientras que la temperatura de la sala de volúmenes mayores (Carboys y cilindros) estuvo a 24°C.

Se utilizó el F₂ medio de Guillard modificado de acuerdo a los requerimientos de la EABM para el cultivo de Microalgas, el cual consta de metales traza, macro

nutrientes y vitaminas, adicionados a razón de 1 ml/L cada uno, desde volúmenes de 500 ml hasta 90 litros. Para realizar cultivos mayores a dos toneladas se maneja como nutrientes; 100 ppm de Nitrato de sodio, 15 ppm de fosfato de sodio y 10 ppm de urea.

Figura 20. Cultivo de algas en tubos de ensayo



Diariamente se inocularon dos tubos de ensayo con 10 ml de agua nutrida ($F/2$ medio de Guillard modificado) y 1 ml de la cepa hasta completar diez tubos por un período de ocho días para *I. galbana*, en el caso de *T. suecica* cuatro tubos de ensayo durante cuatro días, y para *N. oculata* dos tubos de ensayo por espacio de ocho días.

Completado el tiempo de cultivo para cada especie, los tubos fueron pasados a un erlenmeyer de 500 ml, posteriormente se continuo con la obtención de biomasa algal en erlenmeyers de 3.000 ml trasvasados a botellones de 18 litros, éstos se inocularon en cilindros de 90 litros (Figura 21), cada sistema de cultivo duró un lapso de tres y cuatro días de acuerdo a la especie cultivada, la temperatura estuvo entre 24°C y 25°C. Finalmente se trasladaron los cilindros a cultivos masivos en tanques de 2.000 L (Figura 22) previamente enriquecidos con urea, nitrato y fosfato, en este sistema la temperatura ya no se controló estando a temperatura ambiente, promedio aproximado de 28°C, pasados los tres y cuatro días de cultivo estos volúmenes se utilizaron para la alimentación del zooplancton.

Los procedimientos anteriores se manejaron con total asepsia, utilizando alcohol al 70% y un mechero para el trabajo en cepario, todos los materiales y recipientes

fueron lavados y colocados en solución de Hipoclorito de sodio (100 ppm), tiempo mínimo de una hora; posteriormente pasaron a un recipiente con una mezcla de Hiposulfito de Sodio (10 ppm) durante una hora para neutralizar el cloro presente en los materiales, luego son secados al ambiente y después esterilizados utilizando agua en punto de ebullición. La vidriería, (tubos de ensayo, pipetas) y el medio se llevaron a autoclave por espacio de veinte minutos a 15 psi para su purificación.

Figura 21. Cultivos menores de Algas



(Izq. arriba) Cultivo de algas en 500 ml. **(Izq. abajo)** Cultivo de algas en 3.000 ml.
(Centro) Cultivo de algas en Carboys. **(Der.)** Cultivo de algas en Cilindros (90 L).

Figura 22. Cultivos masivos de Algas



(Izq.) *Tetraselmis suecica*, **(Der.)** *Isochrysis galbana*.

Para la preparación de los tubos de ensayo el agua fue filtrada (filtros de carcasa de 5 μm y 1 μm), recolectada en un recipiente de 100 L y desinfectada con 10 ppm de Cl_2 por 24 horas, de está agua se tomo 24 litros que después de

neutralizados fueron colocados a hervir, se dejó enfriar por una noche y al día siguiente se utilizó para sembrar los respectivos sistemas. En volúmenes mayores (Carboys, Cilindros y Masivos) el agua recibió un tratamiento con 10 ppm de Hipoclorito de Sodio por 24 horas, pasado este tiempo fue neutralizada con Hiposulfito, enriquecida con el F₂ medio de Guillard para masivos e inoculada con poblaciones algales de los cilindros.

➤ **Rotíferos (*B. rotundiformis*).** El cultivo fue desarrollado bajo los protocolos de la EABM: las cepas de rotíferos fueron conservadas en frascos de 250 ml, aplicando la metodología de cultivo en “baches”, incrementando diariamente el nivel con microalgas (*N. oculata*), la cepa de rotíferos debe alimentarse con altas concentraciones (un millón cel/ml) para mantenerla bien alimentada y activa. Los recipientes estuvieron en un lugar claro evitando cualquier contaminación, fueron lavados y cada uno llenado con 50 ml de microalgas inoculando una cantidad aproximada de 100 rotíferos para una densidad de cultivo de 2 rotíferos/ml, esta fase duró 5 días hasta completar los 250 ml (Figura 23).

Figura 23. Cultivo de Rotíferos



(Izq.) Conservación de cepas en tubos de ensayo, cultivo de rotíferos en 250 ml.
(Centro): Cultivos intermedios (3.000 ml). (Der.) Cultivos masivos (1.000 L).

Una vez la población alcanzó densidades de 200 rotíferos/ml, fueron trasvasados a un botellón con capacidad para cinco litros adicionando 500 ml de algas y alimentando una vez al día con *N. oculata*, el mismo procedimiento se realizó hasta el día cinco, donde la población obtenida es inoculada en tanques de quinientos litros.

El cultivo masivo permitió la cosecha diaria de los rotíferos para darlos como alimento en los tanques de cría larvaria, y a la vez continuar con el ciclo en la misma forma, se utilizó tanques plásticos de 1.000 L lavados y desinfectados, el agua de mar para llenar los tanques fue tomada del reservorio previamente filtrada mediante filtro mecánico, seguido de un sistema de filtrado a presión (filtros de piscina jacuzzi), y filtros de carcasa (20 µm, 10 µm, 5 µm y 1 µm); una vez llenos se procedió a la desinfección añadiendo 10 ppm de Cloro por espacio de 24 horas, después fue neutralizado con 10 ppm de Hiposulfito, y consecuentemente hubo adición de 100 L de algas y el inóculo de rotíferos.

La salinidad manejada estuvo entre 25 ups y 30 ups, temperatura ambiente promedio de 28°C y pH entre 7 y 8, los organismos fueron cosechados en tamiz con malla de 40 micras. La alimentación consistió en dos tipos de algas (*N. Oculata*, *T. suecica*), suministrando diariamente 100 litros de algas en concentraciones de 1×10^6 cel/ml a 2×10^6 cel/ml. Los tanques sembrados se muestrearon tomando una alícuota del medio de 1,0 ml, que fue revisada en la cámara Sedgwick Rafter fijando los rotíferos con una gota de lugol contando los individuos para establecer la población total de cada tanque por volumetría.

Después de cuatro días de cultivo y cuando la población alcanzó los 100 millones de rotíferos, el tanque se cosecho colocando una bomba sumergible que llevaba el agua a una cosechadora en forma de cono invertido con malla de 40 µm y capacidad de 250 L, una vez término el bombeo la válvula inferior de la incubadora fue abierta teniendo en cuenta que el chorro de agua vertido fuera lento (caudal aproximado de 1 L/min) recogiendo los rotíferos sobre un tamiz con malla de 40 micras, durante el bombeo se evitó que los rotíferos se peguen en la malla; del total de la cosecha un millón de rotíferos fue trasladado a un tanque preparado para iniciar nuevamente el cultivo masivo en tanques de 500 L y el resto pasó a la fase de enriquecimiento.

En el proceso de enriquecimiento los rotíferos se colocaron en un tanque cilindro cónico de fibra de vidrio de 150 L con agua de mar filtrada y algas para evitar el estrés de la cosecha, fueron utilizados productos comerciales (Protein HUFA, SELCO) a razón de 8 ppm a 10 ppm o 2,0 ml/por tanque de 100 L, durante doce horas con aireación moderada evitando la aglomeración de los organismos, una vez cosechados fueron lavados con abundante agua filtrada, y desinfectados con Oxitetraciclina (3,0 gr en 10 litros por una hora) antes de ser suministrados a las larvas de pargo lunarejo.

➤ **Copépodos (*P. parvus*).** El cultivo se baso en la producción de organismos pertenecientes a la familia calanidae, aislados en la EABM, inicio en volúmenes de

90 L con densidades de 100 adultos a 200 adultos por L, alimentados con concentraciones de 30.000 a 50.000 cel/ml de *I. galbana*, después de ocho días de cultivo la población se utilizó para cultivos masivos.

El cultivo en masivos fue desarrollado en tanques circulares de fibra de vidrio con capacidad para 4 m³ dotados de líneas para aireación y piedras difusoras, después de lavados y desinfectados (10 ppm HCl) los tanques se llenaron hasta alcanzar un volumen de 3 m³ con agua de mar filtrada aplicando el proceso de desinfección descrito, una vez comprobada la ausencia de cloro se adicionó las algas (*I. galbana*) que constituyeron el alimento de los copépodos.

El inóculo inicial de copépodos adultos fue de dos millones de individuos, cultivados por espacio de ocho días para obtener nauplios y copepoditos; al término de este tiempo se cosecho el tanque, iniciando el cultivo durante cuatro días en tanques masivos con la inoculación de un millón de adultos y de 300.000 a 500.000 copepoditos, este tanque se siguió alimentando diariamente con una cantidad aproximada de 1 m³ de *I. galbana*. Cinco tanques fueron preparados uno por día durante los cuatro días de cultivo obteniendo un ciclo continuo de producción de nauplios y la disponibilidad permanente de éstos.

Pasado el período de cultivo se comprobó el estado de los copépodos para realizar la cosecha con el método utilizado para rotíferos; los copépodos recolectados se colocaron en baldes para concentrarlos en tamiz de 100 µm, colocando un chorro suave de agua de mar filtrada sobre el tamiz que fue lavando los copépodos permitiendo la separación de los nauplios y adultos. Tanto los nauplios como los adultos fueron contados, los adultos necesarios para la continuación del ciclo se resembraron, lo que sobró fue llevado a sistemas mesocosmos para conservación de la cepa y los nauplios sirvieron como alimento para las larvas de pargo (Figura 24).

5.5.4 Alimentación de las larvas. Cuando las larvas aceptaron alimentación exógena, los rotíferos fueron enriquecidos y proporcionados en una tasa de 10 rotíferos por ml para el tratamiento dos (T2) y 5 rotíferos por ml para el Tratamiento tres (T3). Los nauplios de copépodos fueron cosechados y suministrados a los tanques en raciones de 5 nauplios por ml para el tratamiento uno (T1) y 0,25 nauplios para el tratamientos tres (T3) (Figura 25).

Figura 24. Separación de nauplios y adultos de copéodos



Figura 25. Alimentación de las larvas



5.5.5 Calidad de agua y mantenimiento de los tanques. En la toma de los parámetros físico-químicos (Anexo H), las lecturas de temperatura se hicieron tres veces al día; para salinidad, pH, en amonio y oxígeno disuelto (DO) los registros fueron realizados una vez al día, al igual que la cantidad de alimento que se encontraba en el medio.

El sifoneo de los tanques se realizó diariamente aspirando todos los residuos sedimentados, el agua de los recambios fue remplazada en su mayoría con la adición de algas iniciando con 20% hasta llegar a 50% para el final del período

evaluado. Cada vez que se efectuó el sifoneo y los recambios (nivel bajo) las paredes del tanque fueron limpiadas, de igual forma cuando se observó una capa grasa en la superficie del tanque ésta fue retirada.

5.5.6 Muestreos. Los monitoreos fueron diarios, capturando las larvas en horas de la tarde con la ayuda de un beaker de 250 ml en varios puntos del tanque, se revisaron cinco larvas por unidad experimental, obteniendo mediciones de longitud total y maxilar superior mediante el uso de un micrómetro (0 a 1.000 μm) utilizando microscopio (Anexos I, J). También se examinó contenido estomacal colocando las larvas en un portaobjetos y ejerciendo presión con el cubreobjetos para lograr observar por medio del microscopio los individuos que se encontraban en el estómago.

Para determinar el crecimiento, al final del experimento se reunieron cinco datos para la variable en cada unidad experimental, la longitud total se midió desde la punta de la boca hasta el final de la aleta caudal con la ayuda de una regla (precisión de 1,0 mm). Con las longitudes totales promedios de cada unidad experimental se calculó el valor promedio para cada tratamiento. Los muestreos de sobrevivencia se realizaron hacia el día 25 efectuando el conteo total de las larvas presentes en los tanques.

La prueba de resistencia al estrés consistió en capturar las post-larvas y colocarlas en condiciones de anoxia durante 1,45 minutos; después de ese tiempo fueron transferidas a beakers de dos litros dando un tiempo de recuperación de cinco minutos para proceder con el conteo de las larvas vivas y muertas.

5.5.7. Cosecha de larvas. Inició con la introducción de un renovador para bajar el nivel del agua del tanque hasta dejar $\frac{1}{4}$ del volumen inicial, retirando el tubo central y abriendo la llave de salida suavemente generando un flujo muy lento, se recogieron las larvas sobre una ponchera, cuando las larvas empezaron a quedarse varadas en el fondo del tanque se empleó chorros de agua muy suaves facilitando la salida de las larvas por la tubería, posteriormente fueron contadas y llevadas a los tanques previamente preparados para que continúen con la siguiente fase de la larvicultura.

5.6. TRATAMIENTOS

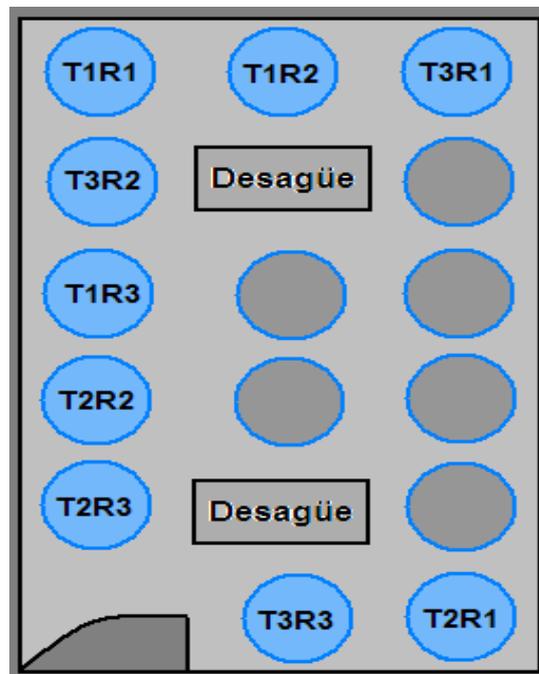
Se evaluaron tres tratamientos con tres réplicas cada uno, correspondiente a tres tipos de dietas alimentarias (Figura 26):

T1: Larvas de Pargo lunarejo alimentadas con copépodos (*Paracalanus parvus*) a una tasa de 0,5 nauplios por ml.

T2: Larvas de Pargo lunarejo alimentadas con rotíferos (*Brachionus rotundiformis*) a razón de 10 rotíferos/ml.

T3: Larvas de Pargo lunarejo alimentadas con copépodos más rotíferos en dosis de 0,25 copépodos/ml y 5 rotíferos/ml.

Figura 26. Distribución esquemática de los tratamientos



5.7 DISEÑO EXPERIMENTAL Y ANÁLISIS ESTADÍSTICO

Se empleó un diseño completamente al azar (DCA) conformado por tres tratamientos con tres réplicas por tratamiento, cada unidad experimental fue representada por un tanque con un volumen de 1 m³ con 10.000 larvas de Pargo lunarejo, para un total de nueve unidades experimentales y 90.000 larvas. El modelo estadístico de evaluación es de tipo lineal representado de la siguiente manera:

$$Y_{ijk} = \mu + \tilde{\tau}_j + \xi_{ij} + \eta_{ijk}$$

Donde:

Y_{ij} = Respuesta de la i-ésima unidad experimental que recibe al j-ésimo tratamiento.

μ = Media poblacional.

$\tilde{\tau}_i$ = Efecto del i-ésimo tratamiento.

ξ_{ij} = Error experimental asociado a la j-ésima unidad sometido al i-ésimo tratamiento.

η_{ijk} = Error de muestreo asociado a la k-ésima muestra.

Para determinar si existía diferencias estadísticas entre los tratamientos para la variable Incremento de Talla se utilizó el análisis de varianza con 95% de significancia; donde hubo diferencias estadísticas entre los tratamientos la prueba de Tukey HDS fue aplicada determinando cual es el mejor tratamiento con respecto a la variable evaluada.

En la variable sobrevivencia y sobrevivencia a la prueba de resistencia al estrés se empleó la prueba de Brand-Snedecor; aplicando la Prueba de contraste de la diferencia de dos poblaciones con muestras grandes donde se encontraron diferencias estadísticas.

Para el índice de frecuencia de presas se realizó un análisis descriptivo del tratamiento tres evaluando que presa fue la más abundante y elegida por las larvas de pargo lunarejo. Se efectuó un análisis parcial de costos de todo el proyecto.

5.8 FORMULACIÓN DE HIPÓTESIS

En la realización de la investigación se plantearon las siguientes hipótesis:

H₀: $\mu_1 = \mu_2 = \mu_3$

El suministro de diferentes dietas de alimento vivo no produce efectos diferentes sobre las variables evaluadas.

H₁: $\mu_1 \neq \mu_2 \neq \mu_3$

Por lo menos una de las dietas de alimento vivo suministrado a las larvas de pargo lunarejo produce efectos diferentes sobre las variables evaluadas.

5.9 VARIABLES EVALUADAS

Las siguientes variables fueron analizadas: Incremento de longitud total diaria en micras, incremento de abertura bucal como complemento del incremento de talla, porcentaje de sobrevivencia, porcentaje de sobrevivencia a la prueba de estrés y relación beneficio-costeo.

5.9.1 Incremento de talla. Expresado como Incremento de longitud (IL), se refiere a los aumentos de longitud en un determinado tiempo de observación, la fórmula utilizada fue:

$$IL = (L_f - L_i) / t$$

Donde:

IL: incremento de longitud.
L_f: longitud final en micras (μm).
L_i: longitud inicial en micras (μm).
t : tiempo (días).

➤ **Incremento de Abertura Bucal.** La abertura bucal (AB) se tomó como complemento para estimar el crecimiento en talla, considerando un ángulo de 90° mediante la ecuación (Kerguelén *et al*)⁹⁸:

$$AB = L_{ms} \times \sqrt{2}$$

Donde:

L_{ms}: corresponde a la longitud del maxilar superior (μm).

El incremento de abertura bucal (IAB) se sacó con la fórmula:

$$IAB = (AB_f - AB_i) / t$$

⁹⁸ KERGULEN, Eduardo, SANCHEZ, Isabel, ATENCIO, Víctor. Influencia de la presa en la primera alimentación del Bocachico (*Prochilodus magdalenae* Steindachner, 1878) [En línea]. En: II Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. Montería, Colombia. 2003. [Citado el 20 de agosto de 2009]. Disponible en Internet: <URL: <http://www.revistaaquatic.com/civa2003/>>

Donde:

ABf: abertura bucal final.
ABi: abertura bucal inicial.
t: tiempo (en este caso 23 días).

5.9.2 Sobrevivencia. Variable expresada en porcentaje que indica el número de individuos vivos en un período determinado y fue calculada con la fórmula:

$$S(\%) = \left(\frac{Nf}{Ni} \right) \times 100$$

Donde:

S(%): sobrevivencia.
Ni: número inicial de larvas.
Nf: número final de larvas.

5.9.3 Sobrevivencia a la Prueba de resistencia al estrés. Es el porcentaje de sobrevivencia que se registro después del test de actividad:

$$S(\%) = \left(\frac{Nf}{Ni} \right) \times 100$$

Donde:

S (%): sobrevivencia a la prueba de estrés.
Nf: número de larvas finales.
Ni: número de larvas iniciales.

5.9.4 Índice de frecuencia de presas. Se utilizó los índices de Vélez para evaluar la frecuencia de las presas en el tracto digestivo de la siguiente manera:

$$F = N - Nt$$

Donde:

F = Índice de Frecuencia.

N = número de la presa.

Nt = número de todas las presas.

5.9.5 Relación Beneficio-Costo. Son los costos variables de cada uno de los tratamientos y se calcularon con la fórmula:

$$R.B.C = \frac{I.B.}{C.T}$$

Donde:

R.B.C: relación Beneficio Costo

I. B: ingresos Brutos por tratamiento.

C.T: costo total por tratamiento.

6. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS

6.1 VARIABLES EVALUADAS

Para el análisis de las variables evaluadas se utilizó el software Statgraphics Centurión XV Versión 15.2 y Microsoft Excel 2007. Según el análisis de varianza se detectó que por lo menos una de las variables estudiadas registró diferencias significativas con un 95% de confianza, lo cual permite aceptar la hipótesis alternativa.

6.1.1 Incremento de talla. Los datos obtenidos durante un período de veinticinco (25) días, establece que tras realizar el análisis de varianza ($p < 0,05$) (Anexo L) se encontró que para la variable incremento de talla existen diferencias estadísticas significativas con un 95% de confianza; al realizar la prueba de Tukey (Anexo M) se obtuvo que por lo menos uno de los tratamientos es diferente entre sí, siendo el tratamiento 3 el mejor tratamiento con un incremento de $0,721 \pm 0,021$ mm, en comparación con el tratamiento 1 con $0,524 \pm 0,019$ mm, y con el tratamiento 2, con un incremento de $0,396 \pm 0,016$ mm (Tabla 3) (Figura 27).

Tabla 3. Incremento de talla

Tratamientos	Incremento de longitud (mm)
1	$0,524 \pm 0,019$
2	$0,396 \pm 0,016$
3	$0,721 \pm 0,021^*$

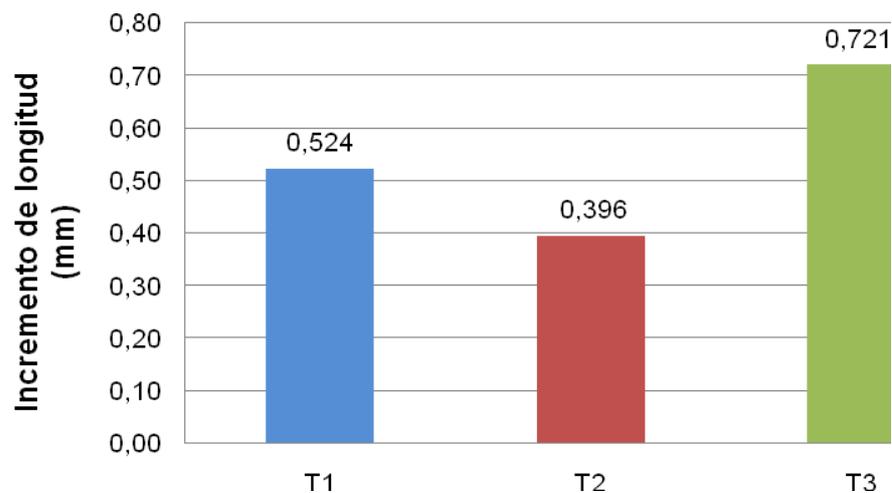
* Indica diferencias significativas de acuerdo con la prueba de Varianza ($p < 0.05$).

Los registros sobre el incremento de talla por parte de otros autores son escasos, sin embargo a partir de los datos presentados se pudo calcular valores que resultaron inferiores a los presentados en esta investigación; kalaimani *et al*⁹⁹ obtuvieron un incremento de 0,340 mm en larvas de *Lates calcarifer* al proporcionar *B. plicatilis* durante 25 días de cultivo, en el mismo período de cultivo

⁹⁹ KALAIMANI, N. CHAKRAVARTHY, N. SHANMUGHAM, R. THIRUNAVUKARASU, A. ALAVANDI, S. SANTIAGO, T. Anti-oxidant status in embryonic, post-hatch and larval stages of Asian seabass (*Lates calcarifer*) [Correo electrónico]. Mensaje enviado a José Luis Ortíz GALINDO. 20 de Julio de 2010. [Citado el 2 de Septiembre de 2010] Comunicación personal.

Aristizábal *et al*¹⁰⁰ encontraron incrementos de 0,382 mm en larvas de *Pagrus pagrus* hacia el día 24 con una alimentación de rotíferos mas Artemia, 0,411 mm en larvas alimentadas con rotíferos mas Artemia y una dieta seca, y 0,115 mm en larvas alimentadas con rotíferos mas una dieta seca, la temperatura del cultivo fue de 24°C.

Figura 27. Incremento de Talla



A la vez Boza *et al*¹⁰¹ reportan un incremento de talla en larvas de *L. guttatus* alimentadas con rotíferos (*B. plicatilis*) y nauplios de copépodos de 0,313 mm a los 25 días después de la eclosión a 28°C, Mata *et al*¹⁰² encontró un incremento de 0,445 mm en larvas de *Orthopristis ruber* alimentadas con rotíferos más copepoditos de *Apocyclops distans* durante 17 días de cultivo a 23°C.

¹⁰⁰ ARISTIZÁBAL, Eddie y SUÁREZ, Julieta. Efficiency of co-feeding red porgy (*Pagrus pagrus* L.) larvae with live and compound diet. *En: Revista de Biología Marina y Oceanografía* 41(2):203 - 208 [En línea]. 2006 [Citado el 4 de septiembre de 2010]. Disponible en Internet: <URL: <http://www.lib.noaa.gov/retiredsites/japan/aquaculture/proceedings/report28/Kim.pdf>>

¹⁰¹ BOZA, Jorge. VARGAS, Eduardo. SOLIS, N. KOMEN, J. Desove inducido y crecimiento larval del pargo manchado *Lutjanus guttatus* en la Estación de Biología Marina de Puntarenas, Costa Rica [En línea]. *Ciencias Marinas*. Universidad Autónoma de Baja California. Vol 34, numero 002. Ensenada México. Edición Internet. 2008 [Citado el 3 de septiembre de 2010]. Disponible en Internet: URL:<http://www.cienciasmarinas.com/index.php/cmarinas/article/view/1246>

¹⁰² MATA, Ernesto. ROSAS, Jesús. VELASQUEZ, Aide. CABRERA, Tomás. Inducción hormonal al desove y descripción larval del corocoro *Orthopristis ruber*, cuvier (Pisces: Haemulidae) [En línea]. *Revista de Biología marina y oceanografía* Vol 39. Numero 001. 2004 [Citado el 30 de Agosto de 2010]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.scielo.cl/pdf/revbiolmar/v39n1/art03.pdf>>

Cabrera *et al*¹⁰³ tuvo un incremento de 0,482 mm en larvas de *L. griseus* alimentadas con rotíferos (*B. plicatilis*) y copépodos (*Oithona ovalis*) durante 19 días de cultivo, y un incremento de 0,577 mm en larvas alimentadas exclusivamente con *Oithona ovalis*.

La respuesta en el incremento de longitud observada en la Figura 27, donde el tratamiento 2 presenta el menor incremento se explica según Pousao¹⁰⁴ porque a pesar de que estos organismos poseen características morfológicas y fisiológicas adecuadas, presentan deficiencias en ácidos grasos altamente insaturados (HUFA; C \geq 20). Tanto el ácido eicosapentanoico (EPA; 20:5n-3) como el ácido docosahexaenoico (DHA; 22:6n-3) que son esenciales para las membranas de la célula y como fuente de energía para las larvas de pargo se presentan en concentraciones muy bajas en los rotíferos.

Los resultados mostrados en el tratamiento 1 y el tratamiento 3 pueden ser explicados porque “Claramente es reconocida la superioridad nutricional en términos de altos niveles de proteína, perfil de aminoácidos, ácidos grasos esenciales (HUFAs), fuente exógena de enzimas digestivas, carotenoides y otros componentes que tienen la mayoría de los copépodos para larvas de peces marinos, frente a los alimentos vivos tradicionales como los rotíferos y la Artemia, de igual forma generan una mejor respuesta predatora por parte de las larvas”¹⁰⁵.

Botero¹⁰⁶ sustenta que el establecimiento de sistemas mesocosmos o combinación mixta de copépodos, rotíferos, microalgas y otros microorganismos a pesar de no ser fáciles de manejar, parecen ser excelentes alternativas para incrementar la calidad y supervivencia de las larvas, dado que proporcionan a estas gran cantidad y variedad de presas pequeñas (nauplios) de excelente perfil bromatológico en cuanto al contenido de HUFA y aminoácidos, teoría que concuerda con lo expuesto en esta investigación.

¹⁰³ CABRERA, Tomas. ROSAS, Jesús. MILLAN, José. Reproducción y Desarrollo Larvario del Pargo Dientón (*Lutjanus griseus* L. 1758) (Pisces: Lutjanidae) Cultivado en Cautiverio. University of Puerto Rico. En: *Caribbean Journal of Science*, Vol. 33, No. 3–4, 239–245. Mayagüez. 1997. p 1.

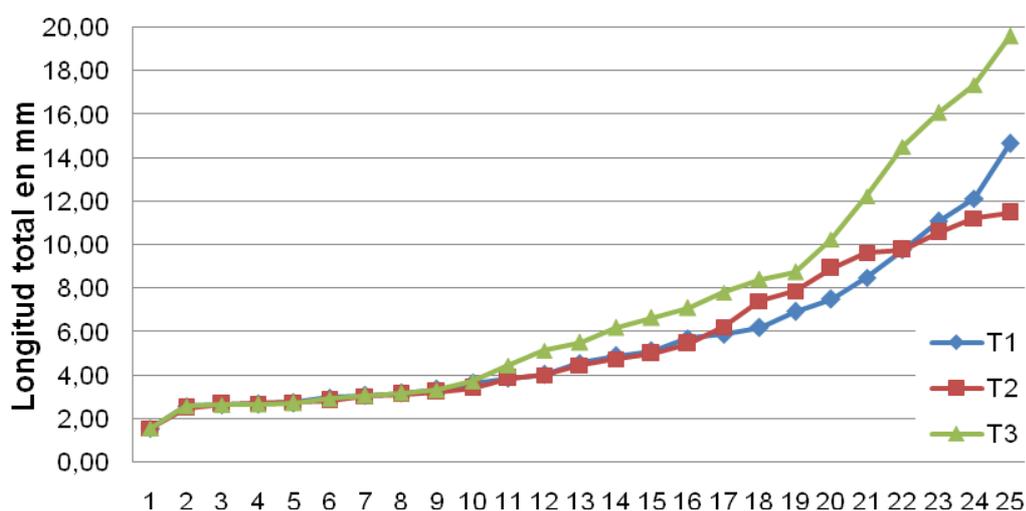
¹⁰⁴ POUSAO, Pedro. PASSOS, A. NARCISO, Luis. Contenido de HUFA y mejoramiento en la DHE/EPA de *Brachionus plicatilis* para larvas de pargo dorado (*Sparus aurata*). IPICMAR/CIMSul. Portugal. *Revista de Ciencias Marinas* (1998), 24(3): 359-366. p 3.

¹⁰⁵ TORRES, Gustavo. PRIETO, Martha. GAMBOA, Jesús. El potencial en cultivo de copépodos marinos como posibles alimentos vivos para larvas de pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) en la Estación Acuícola de Bahía Málaga-INCODER. Universidad de Córdoba Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Programa de Ciencias Acuícolas. 1998. p 2.

¹⁰⁶ BOTERO. Op. cit., p 219.

Durante el período de cultivo se observó diariamente el crecimiento en longitud de las larvas, en la Figura 28 se compara el desarrollo de las larvas entre los tratamientos que crecieron simultáneamente hasta aproximadamente los 11 días después de la eclosión (dde), de ahí en adelante los tratamientos muestran tendencias diferentes. La longitud promedio obtenida al momento de la eclosión fue de 1,56 mm para los tres tratamientos, Cabrera *et al*¹⁰⁷, en *Lutjanus griseus* reporta una longitud inicial de 1,87 mm, Damas *et al*, presenta un valor de 2,33 mm para esta misma especie, Boza *et al*, eclosionaron larvas de *L. guttatus* con una longitud inicial de $2,38 \pm 0,043$ mm, Mejía *et al*¹⁰⁸, obtuvieron larvas de *L. guttatus* con una longitud inicial de 0,8 mm.

Figura 28. Longitud total diaria durante el período experimental



El proceso de pre-flexión de las larvas comenzó hacia los 11 dde, la flexión se presentó a los 15 dde y la post flexión inicio a 20 dde, al término del ensayo las larvas tenían una longitud final de $14,70 \pm 3,0$ mm para el tratamiento 1, $11,47 \pm 7,75$ mm en el tratamiento 2 y $19,60 \pm 5,85$ mm en el tratamiento 3, siendo éste el mejor tratamiento para crecimiento (Tabla 4), la formación de escamas todavía no

¹⁰⁷ CABRERA *et al*. Op. cit.

¹⁰⁸ MEJÍA, Luisa. RODRÍGUEZ, Claudia. LÓPEZ, Jorge. Evaluación de la Gonadotropina Corionica Humana (HCG) a diferentes dosis, en la reproducción inducida del pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*, Steindachner 1869) en condiciones de cautiverio. Departamento de Recursos Hidrobiológicos. Programa de ingeniería en Producción Acuicola. Universidad de Nariño. En: Revista electrónica medicina veterinaria zootecnista vet.zootec. 3(2): 28-40 [En línea]. Edición Internet. 2009 [Citado el 6 de septiembre de 2010] Disponible en Internet: <URL:[http://www.200.21.104.25/vetzootec/downloads/MVZ3\(2\)_5.pdf](http://www.200.21.104.25/vetzootec/downloads/MVZ3(2)_5.pdf)>

era visible al momento de la cosecha. Boza *et al*¹⁰⁹, registraron una longitud final de $8,71 \pm 0,06$ mm a los 27 días post eclosión en larvas de *L. guttatus*, en ensayos posteriores encontró una longitud de 10,23 mm a los 26 días de cultivo en larvas de la misma especie, además reporta que la preflexión ocurrió a los 15 días después del desove ($4,22 \pm 0,07$ mm), la flexión a los 20 días después del desove ($5,59 \pm 0,08$ mm) y la posflexión a los 27 días después del desove ($8,71 \pm 0,06$ mm). Cabrera *et al*¹¹⁰, encontró una longitud final de 5 mm en larvas de *L. griseus*, no reporta el proceso de metamorfosis.

Tabla 4. Longitud total final

Tratamientos	Longitud total final (mm)
1	$14,67 \pm 3,00$
2	$11,47 \pm 7,75$
3	$19,60 \pm 5,85^*$

* Indica diferencias significativas ($p < 0.05$).

Darcy registró el comienzo de la flexión del notocordio en *Orthopristis chrysoptera* cuando las larvas alcanzaron una longitud total de 6,7 mm, completándose cuando ellas tuvieron una talla de 11,0 mm; Mata *et al*¹¹¹, expone que para la misma especie la flexión comenzó a 11 dde cuando las larvas obtuvieron una longitud total de $4,09 \pm 0,01$ mm, al día 17 después de la eclosión las larvas presentaron una longitud total de $6,45 \pm 0,01$ mm y no alcanzaron a completar la metamorfosis. En *paralabrax dewegeri* este proceso se detectó el día 12 cuando la longitud fue de $3,89 \pm 1,01$ mm, completándose el día 15 con una longitud de $5,39 \pm 0,28$ mm. Los valores expuestos son similares a los encontrados durante esta investigación, “este proceso de flexión dará paso a la completa formación de la aleta caudal”¹¹².

Respecto al comportamiento de la longitud total diaria durante los 25 días de cultivo, la industria de la acuicultura ha confiado a la Artemia y los rotíferos la alimentación de los primeros estadios de vida de los peces, sin embargo, actualmente su uso es cuestionando por varias razones; entre ellas debido a que las diversas especies no presentan la misma respuesta al ser alimentadas con estos organismos, a los bajos rendimientos de las fuentes naturales que suministran los quistes de Artemia y la calidad de nauplios de este organismo que

¹⁰⁹ BOZA *et al.* Op cit.

¹¹⁰ CABRERA *et al.* Op. cit.

¹¹¹ MATA *et al.* Op. cit.

¹¹² Ibíd.

ha provocado variaciones considerables en su costo. La inclusión de los copépodos en la dieta es uno de los elementos clave pues además de ser muy nutritivos, presentan diferentes estadios (tamaños) durante su desarrollo que permiten su ingestión una vez comienza la alimentación exógena.

Abertura Bucal. Este ítem se tomó como complemento al Incremento de talla, los datos obtenidos durante el cultivo, estableció que el tratamiento 3 tuvo los mejores resultados con un incremento de $0,07 \pm 0,003$ mm, respecto al tratamiento 1 con $0,06 \pm 0,005$ mm, y al tratamiento 2 con un incremento de $0,05 \pm 0,001$ mm (Tabla 5) (Figura 29). Tras realizar el análisis de varianza ($p < 0,05$) (Anexo N) se encontró que para este punto existen diferencias estadísticas significativas, al realizar la Prueba de HSD de Tukey (Anexo O) se encontró que el mejor tratamiento fue el tratamiento 3.

Tabla 5. Incremento de abertura bucal

Tratamientos	Incremento de Abertura Bucal (AB) (mm)
1	$0,061 \pm 0,006$
2	$0,053 \pm 0,003$
3	$0,078 \pm 0,009^*$

* Indica diferencias significativas ($p < 0,05$).

La apertura de la boca se registró a las 61 horas después de la eclosión, en este momento la abertura bucal midió $0,235$ mm (Figura 29), iniciando así la alimentación exógena, Boza *et al*¹¹³, encontraron que las larvas de pargo lunarejo abrieron la boca a las 65 horas después de la eclosión con un tamaño de $0,105 \pm 0,010$ mm, en larvas de *Chanos chanos* se obtuvo una abertura bucal de $0,258$ mm, para larvas de *Siganus canalicultus* la abertura bucal se registro en $0,187$ mm, Cabrera *et al*¹¹⁴, sostienen que en *L. griseus* la formación de la boca comenzó a las 31 horas, y el inicio de la alimentación exógena se dio a las 60 horas, en larvas de *Orthopristis ruber* Mata *et al*¹¹⁵ reporta que el inicio de la estructura bucal fue a la 36 horas, y la absorción completa de las reservas vitelinas a las 48 horas después de la eclosión a una temperatura de 23°C .

Estos datos se asemejan a los registrados en este estudio sustentando que aproximadamente al tercer día de eclosión las larvas comienzan a abrir la boca,

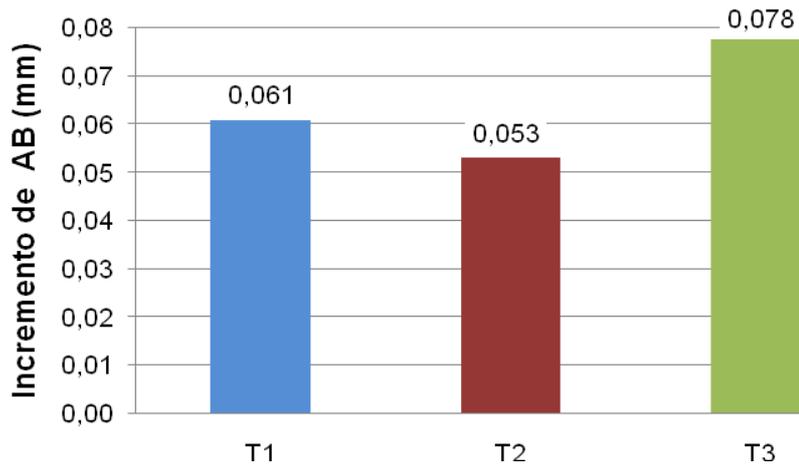
¹¹³ BOZA *et al.* Op.cit.

¹¹⁴ CABRERA *et al.* Op. cit

¹¹⁵ MATA *et al.* Op. cit.

tiempo en el cual se debe suministrar el alimento externo, la duración del saco vitelino depende de la especie y de factores ambientales como la salinidad y la temperatura.

Figura 29. Incremento de Abertura Bucal (AB)



Kraul¹¹⁶, menciona que especies como *Coryphaena hippurus*, o *hirundichthys sp* con una abertura bucal grande pueden consumir cepas pequeñas como primera alimentación, y que no necesitan sistemas de producción de algas, especies como *Mugil cephalus*, *polidactylus sexfilis*, *Seriola dorsalis*, y *Caranx ignobilis* necesitan alimento vivo de talla media como rotíferos, las larvas con boca pequeña como *Cephalus argus*, *Centropyge loriculata* y *Pristipomoides filamentous* pueden comer rotíferos pero se obtiene bajas sobrevivencias, lo contrario pasa cuando se alimenta con nauplios de copépodos que son adecuados para estas especies.

Los resultados obtenidos para incremento de Abertura Bucal se deben posiblemente a que el tratamiento 3 presentó uno de los mayores incrementos de talla, y a la vez fue el tratamiento con el mejor crecimiento, por lo tanto la abertura bucal es una variable que depende del crecimiento presentado en los animales, así mismo el tratamiento 1 fue el segundo mejor sistema con el mayor crecimiento y por último el tratamiento 2 con el más bajo incremento de AB registrado,

¹¹⁶ KRAUL, Syd. Live food for marine fish larvae. En: Avances en nutrición Acuícola. VIII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola [En línea]. Universidad Autónoma de Nuevo León. Editores: Cruz Suárez Elizabeth. Ricque Marie Denis. Tapia Salazar Mireya. Nieto López Martha G. Villarreal David. Puello Cruz Ana y García Ortega Armando. Monterrey. México. ISBN 970-694-333-5. 2006. 2006 [Citado el 4 de Agosto de 2010]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.uanl.mx/secciones/publicaciones/nutrición/.../4Kraul.pdf>>

comprobando que la mejor dieta para las larvas de pargo lunarejo es la inclusión de rotíferos y copépodos en su primera alimentación en la EABM.

Al final del período de cultivo se obtuvo tallas de abertura bucal de $1,6 \pm 0,130$ mm para el tratamiento 1, $1,4 \pm 0,034$ mm para el tratamiento 2 y $2,0 \pm 0,071$ mm para el tratamiento 3 (tabla 6) (Figura 30), se realizó el seguimiento diario de este ítem con el fin de fortalecer el desarrollo del protocolo revisando el suministro de los diferentes estadios del alimento vivo.

Tabla 6. Abertura bucal final

Tratamientos	abertura bucal final (mm)
1	$1,6 \pm 0,130$
2	$1,4 \pm 0,034$
3	$2,0 \pm 0,071^*$

* Indica diferencias significativas ($p < 0.05$).

Según Prieto *et al*¹¹⁷ para las larvas es importante el tamaño de la presa, estudios que comparan la disponibilidad de presas en un ambiente con las presas ingeridas por las larvas de peces confirman que la característica del tamaño de ésta afecta fuertemente los patrones de selectividad por el alimento. La abertura de la boca al inicio de la alimentación exógena es determinante para la selección que hace el individuo del tamaño del alimento, las larvas seleccionan el alimento dependiendo del tamaño de su boca pues logran una alimentación más eficiente con relación al tamaño de la presa, la selección del tamaño es un mecanismo que el predador utiliza para optimizar la energía invertida en la captura de la presa.

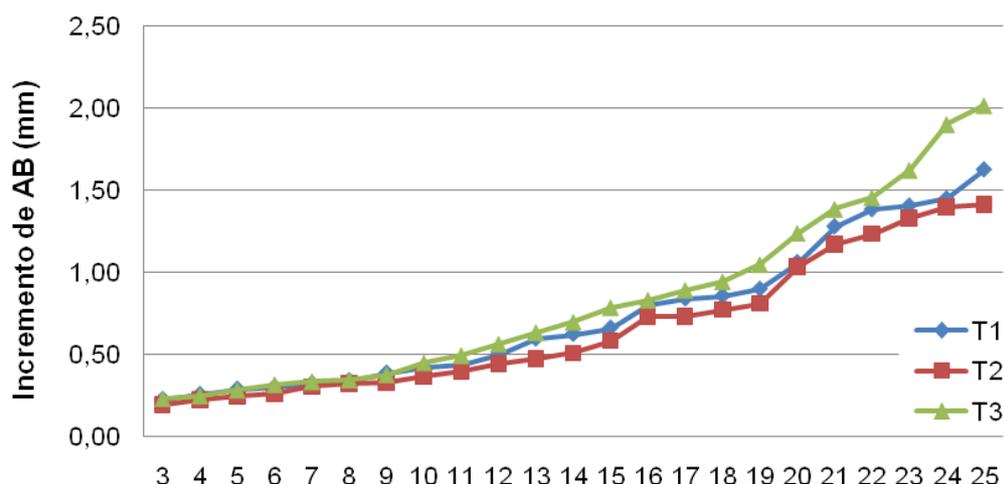
Botero¹¹⁸, señala que aunque tradicionalmente en latitudes subtropicales a las larvas de los peces marinos se les da de comer inicialmente rotíferos (*B. rotundiformis*) de tamaño pequeño (cepa SS, 100 - 240 μ m), generalmente estos resultan demasiado grandes para la apertura bucal de la mayoría de las larvas tropicales (100 μ m), dificultando la captura e ingestión por parte de las larvas y provocando su muerte por inanición. “Los nauplios de copépodos registran una talla de 50 μ m hasta 80 μ m de ancho, la fase de copepoditos presenta medidas de 80 μ m hasta 150 μ m de ancho y los estadios de adulto llegan a presentar en hembras biometrías de 160 μ m de ancho

¹¹⁷ PRIETO. *et al*. Zooplancton en la larvicultura de peces neotropicales. Op. cit.

¹¹⁸ BOTERO., Op. cit., p 218.

y 140 µm de ancho en machos por lo que pueden llegar a cubrir los requerimientos en tamaño de las larvas de peces marinos¹¹⁹.

Figura 30. Abertura bucal diaria durante el período experimental



6.1.2 Sobrevivencia. Se obtuvo un único dato al final del período de estudio, (25 dde) en donde se estableció que el mejor tratamiento fue el T3 con 2,88% en contraste con el tratamiento 1 con 2,70% y 1,45% del tratamiento 2, siendo el tratamiento con el porcentaje de sobrevivencia mas bajo (Tabla 7) (Figura 31). Para evaluar la sobrevivencia se empleó la prueba estadística de Brand-Snedecor (Anexo P) encontrándose que como X^2_c (158,42) es mayor que el $X^2_{t(1-alfa)}$ (5,99), existen diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos representando que el mejor tratamiento es el tratamiento 3, por lo tanto las dietas afectan la sobrevivencia de las larvas; posteriormente se realizó la prueba de contrastes para diferencia de proporciones con muestras grandes (Anexo Q) con un 95% de confianza encontrando diferencias significativas.

Tabla 7 % de Sobrevivencia

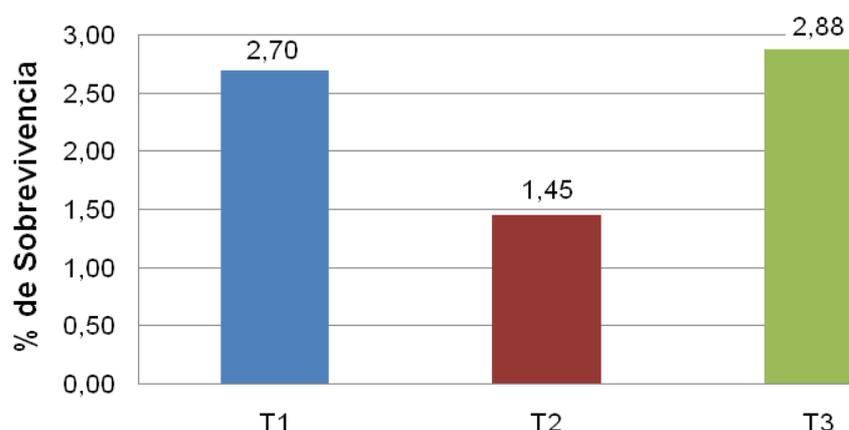
Tratamientos	Sobrevivencia (%)
1	2,70*
2	1,45*
3	2,88*

* Indica diferencias significativas (p<0.05).

¹¹⁹ MCKINON, A. DUGGAN, S. NICHOLS, P. RIMMER, M. SEMMENS, G. ROBINO, B. The potential of tropical paracalanid copepods as live feeds in aquaculture. *En: Scine direct Aquaculture* 223 (2003) 89 – 106. 2003.

El mayor porcentaje de sobrevivencia para larvas de pargo lo presento el T3 (rotíferos más copépodos), resultados que se explican por la variedad de presas y tamaños presentes en dicho ensayo, los cuales dan a la larva la posibilidad de encontrar los requerimientos nutritivos necesarios, así como un mayor balance energético obteniendo mejores crecimientos, larvas de alta calidad, más resistentes y con mejores sobrevivencias. Si bien es cierto que el tratamiento 3 fue el mejor respecto a porcentajes de sobrevivencia, ésta sigue siendo muy baja debido a que en la Estación falta muchos estudios donde se evalué diferencias de temperatura, salinidad y fotoperiodo determinando tratamientos más efectivos para el cultivo *L. guttatus*.

Figura 31. Porcentaje de sobrevivencia



El tratamiento que menor sobrevivencia presento fue el tratamiento 2, factores como la falta de los requerimientos nutricionales por parte de los rotíferos, y debido a que estos generalmente resultan demasiado grandes para la apertura bucal de la mayoría de las larvas tropicales pudieron haber sido las razones de éstos resultados.

Cano obtuvo supervivencias de 9% a 30% en larvas de *L. guttatus* durante los primeros 30 días de cultivo, Lim *et al* lograron sobrevivencias del 54% para *L. johnn*, 35 dde, en larvas de *L. argentimaculatus* Singhagraiwan y Doi, observaron un 3% de supervivencia 20 dde, Mata *et al*, encontraron sobrevivencias de cero a los 28 dde en larvas de la misma especie alimentadas con rotíferos (*Brachionus*), Watanabe *et al*, trabajando con larvas de *L. analis* lograron una sobrevivencia del 14,3% a los 38 dde alimentándolas con rotíferos tipo SS.

Ogle y Lotz, reportan una sobrevivencia de 16,5% en larvas de *L. campechanus*, Schipp *et al*, alcanzaron una sobrevivencia de hasta el 40% a los 21 dde en larvas de *Lutjanus johni* alimentadas con nauplios del copépodo calanoide *Acartia sp*, sobrevivencias que iban desde 1,4 a 17,3% fueron encontradas por Rabe y Brown¹²⁰ en el estudio realizado sobre frecuencias de alimentación para cola amarilla (*Pleuronectes ferrugineus*) utilizando rotíferos y *Artemia* como alimento vivo. Aristizábal mostró a los 24 dde en larvas de *Pagrus pagrus* una sobrevivencia del 9,8% alimentadas con rotíferos más *Artemia*, 45,6% en larvas alimentadas con rotíferos, *Artemia* y una dieta seca y 16,5% para larvas alimentadas con rotíferos más dieta seca. Kentouri¹²¹, tuvo una sobrevivencia de 6% en larvas de la misma especie alimentadas en tres pasos (Rotíferos, *Artemia* dieta seca).

Como se puede observar las supervivencias son muy variables entre especies, lo cual depende de la condición de los reproductores, y la calidad de la alimentación que se les brinde a las larvas; la alimentación con solo rotíferos tiende a sobrevivencias bajas, mientras que la alimentación de larvas marinas con copépodos o sistemas mesocosmos registra valores más altos, de igual manera estas consignas se han visto reflejadas en este estudio donde la alimentación con copépodos obtuvo un mayor porcentaje de sobrevivencia.

6.1.3 Sobrevivencia a la Prueba de resistencia al estrés. Los datos obtenidos en está variable también fueron datos únicos al final del período de cultivo, encontrándose que los mejores resultados estuvieron en el tratamiento 1, y tratamiento 2 con porcentajes de 100% para cada uno, el tratamiento 3 obtuvo un porcentaje de 90,28% (Tabla 8) (Figura 32). Esta prueba se evaluó utilizando la prueba estadística de Brand Snedecor (Anexo R) dando como resultado que no existen diferencias estadísticas significativas.

Los resultados obtenidos indican que el suministro de las dietas basadas en alimento vivo durante la fase inicial de larvicultura de pargo no afecta su capacidad de adaptación a estímulos físicos o químicos que ocasionen un desequilibrio

¹²⁰ RABE, Jessica y BROWN, Joseph. A pulse feeding strategy for rearing larval fish: an experiment with yellowtail flounder. Ocean Sciences Centre, Memorial University of Newfoundland, St. John's, Newfoundland, Canada A1C 5S7. En: revista electrónica Aquaculture 191_2000.289–302. p 10.

¹²¹ KENTOURI, M. PAVLIDIS, M. PAPANDROUSLAKIS, N. DIVANACH, P. CULTURE OF THE RED PORGY, *Pagrus pagrus*, in crete. Present knowledge, problems and perspectives. Workshop on diversification in AQUACULTURE, Cyprus, cahier Options mediterranee. 16:65-78. En: ARISTIZABAL, Eddie. SUAREZ, Julieta. Efficiency of co-feeding red porgy (*Pagrus pagrus* L.) Larvae with live and compound diet [En línea]. 2006 [Citado el 4 de septiembre de 2010]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.lib.noaa.gov/retiredsites/japan/aquaculture/proceedings/report28/Kim.pdf>>

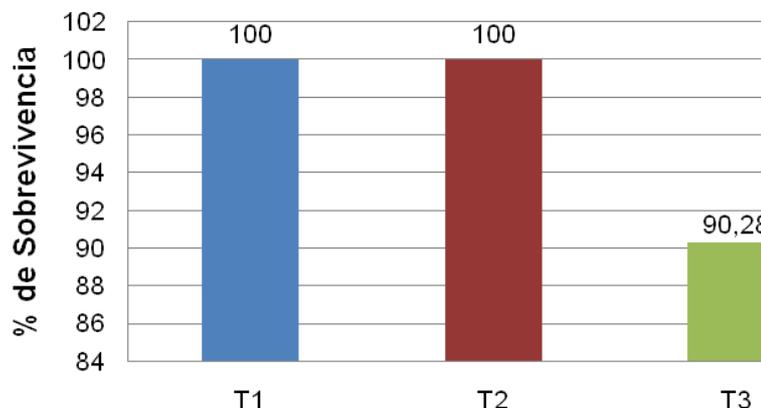
dinámico en el individuo, de igual forma éstos efectos pueden ser explicados debido a los procesos de manejo, cabe decir que al momento de la cosecha las larvas se colocaron en tres poncheras de 50 L, una para cada tratamiento generando situaciones de estrés e hipotetizando que la densidad puede jugar un papel importante dentro de los factores estresantes.

Tabla 8. Porcentaje de Supervivencia en la Prueba de resistencia al estrés

Tratamientos	Supervivencia (%)
1	100
2	100
3	90,28

* Indica diferencias significativas ($p < 0.05$).

Figura 32. Porcentaje de Supervivencia en la Prueba de resistencia al estrés



Para este tipo de pruebas las referencias de otros autores son exiguas, sin embargo Kanazawa¹²², expone que en ensayos realizados sobre lenguado y otros peces marinos, los alimentos ricos en DHA incrementan la tolerancia de los peces a varias condiciones de estrés.

¹²² KANAZAWA, Akio. Nutrición de larvas de peces [En línea]. Faculty of fisheries. Kagoshima university. 4-50-20 Shimoarata, 890, C.P. 890-0046. Kagoshima, Japón. p 11(62). 2000 [Citado el 20 de mayo de 2010]. Disponible en Internet: URL:http://www.fundacionchile.cl/pls/portal/docs/PAGE/PORTAL_CORPORATIVO/ADMINISTRACION_DEL_CONTENIDO/RECURSOS_MARINOS/PUBLICACIONES/FOLLETOQUILLAPE.PDF

Izquierdo¹²³, señala que las larvas de varias especies de peces marinos alimentadas con alimento vivo deficiente en n-3 HUFA presentan alta mortalidad 24 horas después del denominado “Test de actividad” consistente en la aplicación de un estrés agudo (mantenimiento fuera del agua por algunos segundos). Izquierdo y Col, encontraron que la sensibilidad al test de actividad estaba relacionada con la tasa de ácido aleico/n-3 HUFA en los fosfogliceridos de los peces, al igual que demostraron que la recuperación de las larvas de mahimahi (*Coryphaena hippurus*) frente a condiciones de estrés agudo dependían de los niveles de DHA en la dieta, a pesar de que hubiera suficiente EPA en la dieta.

Montero *et al*¹²⁴ mostraron que el enriquecimiento de los nauplios de Artemia con ácidos grasos mejoraba la resistencia al estrés en larvas de *Mugil cephalus*, el mismo autor expone que la larvas alimentadas con nauplios sin enriquecer, con un contenido en EPA de 3,36 mg/100mg (p. s.) y de DHA no detectable presentaban una supervivencia del 27% tras el test de actividad, sin embargo, las larvas alimentadas con nauplios enriquecidos con un contenido de EPA y DHA de 1,02 mg/100mg (p. s.) y 0,50mg/100mg (p. s.) respectivamente presentaron una supervivencia del 98% tras el mismo test. Kanazawa¹²⁵, demostró que en la prueba de resistencia al estrés la inclusión de DHA es esencial, obteniendo sobrevivencias de 73% para dorada japonesa (*Pagrus major*).

6.1.4 Índice de frecuencia. El alimento vivo más consumido fue los nauplios de copépodos con un índice de 0,581, comparado con el consumo de rotíferos correspondiente a un índice de 0,360, un índice de consumo de Artemia de 0,307 y de copépodos adultos con 0,217 (Figura 33) (Anexo S), esto confirma que los nauplios de copépodos son aceptados favorablemente por las larvas y que estas tienen predilección por este tipo de alimentos.

Torres *et al*¹²⁶ encontraron que durante la cría de larvas de *L. guttatus* al adicionar nauplios de cyclopina, éstas cambiaron de una alimentación de solo rotíferos a

¹²³ IZQUIERDO M, S. Essential fatty acid requeriments of marine fish larvae. 1996. Aquacult. nutr., 2:183-191.

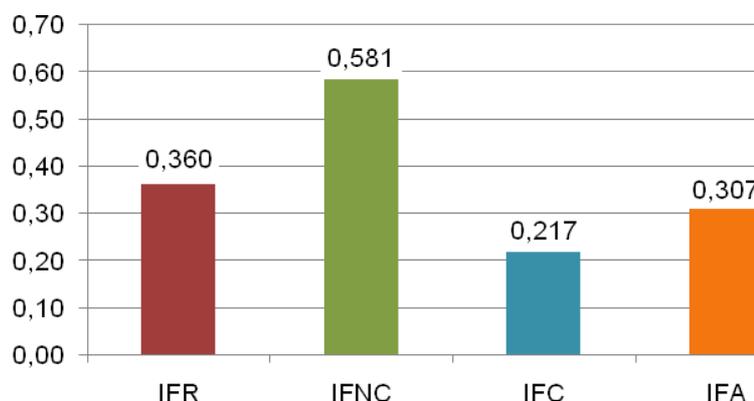
¹²⁴ MONTERO, D y IZQUIERDO, M. Efecto de los lípidos dietéticos en la salud y resistencia al estrés en peces [En línea]. 2000. Pp 282-297 En: CIVERA-CERECEDO R. PEREZ-ESTRADA C J. RIQUE-MARIE D. CRUZ-SUÁREZ L E. (Editores). Avances en nutrición acuícola IV. Memorias IV Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. La paz B.C.S. México. [Citado el 20 de mayo de 2010] Disponible en Internet: <URL: www.uanl.mx/secciones/publicaciones/nitricion.../19monte.pdf>

¹²⁵ KANAZAWA. Op. cit.

¹²⁶ TORRES *et al*. Op. cit., p 7.

nauplios de este copépodo en el día 5 después de la eclosión; los rotíferos se presentaron en los estómagos en baja frecuencia, presentándose varias larvas sin rotíferos, la cantidad de nauplios en los estómagos fue aumentando hasta el 9 dde donde disminuyó la cantidad pero fue aún mucho mayor para los 10 dde llegando a tener en promedio 6,8 nauplios por larva, para el 13 dde aumentó hasta 17 nauplios de cyclopina.

Figura 33. Índice de frecuencia del alimento vivo



IFR: Índice de Frecuencia de Rotíferos
IFNC: Índice de Frecuencia de Nauplios de Copépodos
IFC: Índice de Frecuencia de Copépodos
IFA: Índice de Frecuencia de Artemia

“En sistemas mesocosmos para larvicultura de *L. guttatus* con rotíferos S y SS más el copépodo *Cyclopina* sp, las larvas de pargo prefirieron los nauplios de copépodos a los rotíferos, además de ser capaces de consumir y digerir los primeros estadios naupliares de este copépodo”¹²⁷,

Según Prieto¹²⁸ en acuicultura marina, estudios han demostrado que el movimiento típico en zig zag de los copépodos es un importante estímulo visual para muchos peces que los prefieren sobre los rotíferos, además el nauplio de

¹²⁷TORRES, Gustavo. Cultivo experimental de los copépodos marinos *Oithona* sp y *Cyclopina* sp. Universidad de Córdoba. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Departamento de Ciencias Acuícolas. Montería, 2008. p 20.

¹²⁸ PRIETO, Martha. CASTAÑO, Fabio. SIERRA, Juan. LOGATO, Priscila. BOTERO, Julián. Alimento vivo en la larvicultura de peces marinos: copépodos y mesocosmos. Universidad de Córdoba, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Departamento de Ciencias Acuícolas, Montería – Colombia. p 3. 2005. Rev.MVZ Córdoba 11 Supl (1), 30-36, 2006.

copépodo es considerado buen alimento para postlarvas de peces, debido a sus movimientos más lentos, siendo fácilmente capturados por las postlarvas

Lo expuesto anteriormente concuerda con los resultados encontrados durante la investigación expresando que las larvas de pargo prefieren y pueden utilizar bien todos los estadios naupliares, copepóditos y adultos de *Paracalanus parvus*, además de ser una posible causa a los resultados encontrados respecto a incremento de talla y sobrevivencia donde los tratamientos con copépodos aportan valores más altos respecto al tratamiento de rotíferos.

6.1.5 Calidad de agua. En el presente estudio las condiciones del agua fueron similares según el análisis de varianza ($P > 0.05$) para salinidad y pH, mientras que para temperatura y OD se presentaron diferencias significativas.

6.1.5.1 Temperatura. La eclosión se realizó a una temperatura entre 28,0°C a 29,0°C para todos los tratamientos, estos datos son similares a los descritos por Botero y Gamboa quienes realizaron la eclosión de los huevos de larvas de *L. guttatus* a temperaturas de 28°C y 28,5°C respectivamente, con porcentajes de eclosión del 87% y 94%. En el momento de la eclosión Damas *et al*, con *L. campechanus* lograron la eclosión del 98% a una temperatura de 28°C, González *et al*, obtuvieron la eclosión de esta especie a 27°C con porcentajes del 80% al 84%, Richards y Sakena, lograron mantener larvas recién eclosionadas a temperaturas que oscilaron entre 26°C y 28°C, Millares *et al*, lograron un porcentaje de eclosión mayor de 85% en larvas de *L. synagris* a una temperatura a 26,6°C.

Durante la etapa de cultivo la temperatura estuvo entre 25,5°C y 28,5°C con un promedio de 27°C \pm 3°C, permitiendo el normal desarrollo de las larvas de *L. guttatus* (Figura 34), los valores se ajustan a los rangos óptimos de cultivo de esta especie, los cuales oscilan de 26°C a 29°C.

Gamboa, sostiene que la temperatura adecuada para larvicultura esta entre 27°C y 28°C; Cabrera *et al*, realizaron la larvicultura de *L. griseus* observando que estas se aglomeraban en el centro del tanque donde la temperatura estaba a 32°C. Las variaciones dadas en la investigación se atribuyen a los cambios ambientales de la zona, así como a los recambios realizados durante dicho período.

Rodríguez, citado por Boza¹²⁹ evaluó el efecto de la temperatura en la supervivencia de las larvas de *L. guttatus*; después de someter las larvas a temperaturas de 22°C, 25°C y 28°C, la mayor supervivencia se observó a los 22°C (63,2%) y a los 25°C (62,9%), la menor supervivencia encontrada estuvo a 28°C (26,2%).

Figura 34. Temperatura diaria durante el período experimental



6.1.5.2 Oxígeno. Los valores de oxígeno disuelto encontrados estuvieron en un promedio de 4,0 mg/L para el tratamiento 1; 4,3 mg/L para el tratamiento 2 y 4,4 mg/L para el tratamiento 3, en la Figura 35 se observa la variación de este parámetro que estuvo entre 3,5 mg/L para los primeros días y 8,0 mg/L para los últimos días, Gamboa¹³⁰ sugiere que al momento de la eclosión se debe disminuir la turbulencia en el medio para evitar el maltrato de los animales, lo cual es una respuesta a la baja de oxígeno disuelto encontrado durante los primeros días de cultivo, puesto que las válvulas se cierran dejando un mínimo caudal facilitando la libre eclosión de las larvas y evitando el maltrato de éstas, en cuanto a la oscilación de los valores también son atribuidos a los recambios realizados, la concentración de las algas y al manejo de las llaves de aireación.

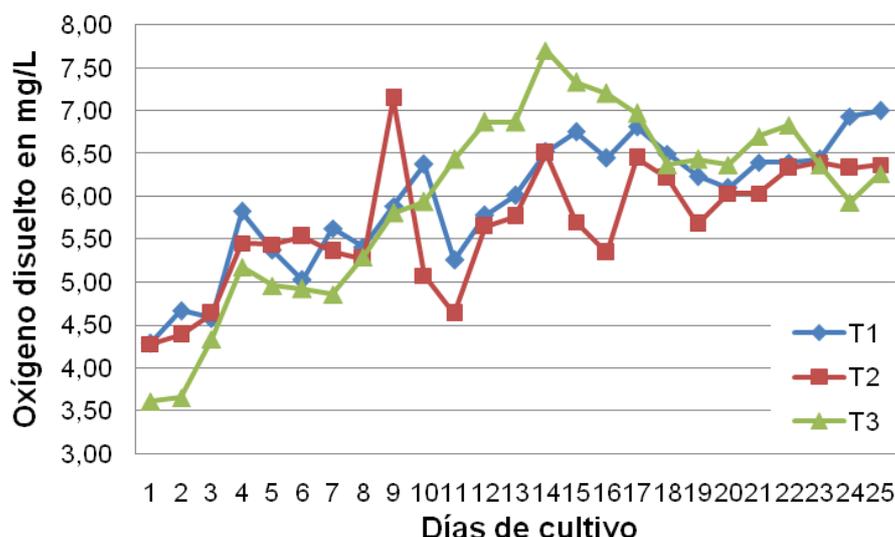
Los datos obtenidos están por debajo de los recomendados por algunos autores,

¹²⁹ BOZA, *et al.* Op. cit.

¹³⁰ ENTREVISTA con Hernando Gamboa. Director de la Estación Acuícola Bahía Málaga. Buenaventura, 3 de Septiembre de 2009.

lo que posiblemente conllevó a disminuir la sobrevivencia de esta especie, Botero, resume que los valores de oxígeno deben mantenerse entre 4 mg/L y 7 mg/L para mantener la calidad del agua de cultivo, “Damas *et al* presenta un valor de 6 mg/L de oxígeno disuelto para larvas de *L. campechanus*; Millares *et al*, lograron la eclosión de las larvas de *L. synagris* con el oxígeno disuelto a 6,2 mg/L”¹³¹.

Figura 35. Oxígeno Disuelto diario durante el período experimental

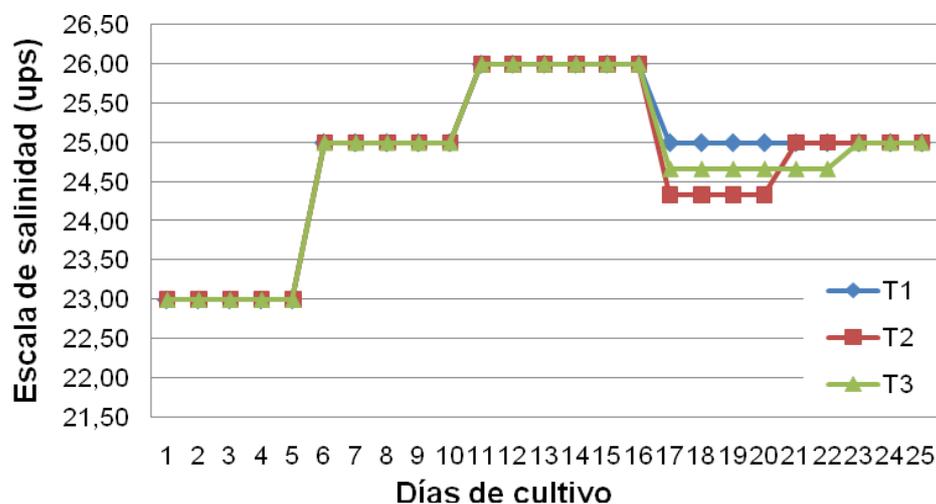


6.1.5.3 Salinidad. La variación de salinidad presente en el transcurso del cultivo no fue muy variable manteniéndose en 23 ups hasta 5 dde, posteriormente la salinidad estuvo en 25 ups para todos los tratamientos hasta 10 dde. A partir de los 11 dde hasta 16 dde hubo un registro de 26 ups; de los 17 dde en adelante los tratamientos tuvieron promedios de salinidad diferentes, el tratamiento 1 se conservó en 25 ups, el tratamiento dos bajo hasta 24,4 ups desde el 17 dde hasta el día 21 dde en el que llegó a 25 ups y término la larvicultura con este valor, el tratamiento 3 obtuvo una salinidad de 24,8 ups desde los 17 dde hasta los 23 dde donde la salinidad se estableció en 25 ups (Figura 36).

Esta variación se dio por las condiciones cambiantes del clima (sol, lluvia) presentadas durante el tiempo en el cual se realizó el trabajo de campo que variaron la salinidad del agua necesaria para los recambios, en los que se utilizó algas producidas bajo techo (salinidad más alta) y agua de mar filtrada (agua del medio).

¹³¹ CABRERA. Op. cit., p 3.

Figura 36. Salinidad diaria durante el período experimental



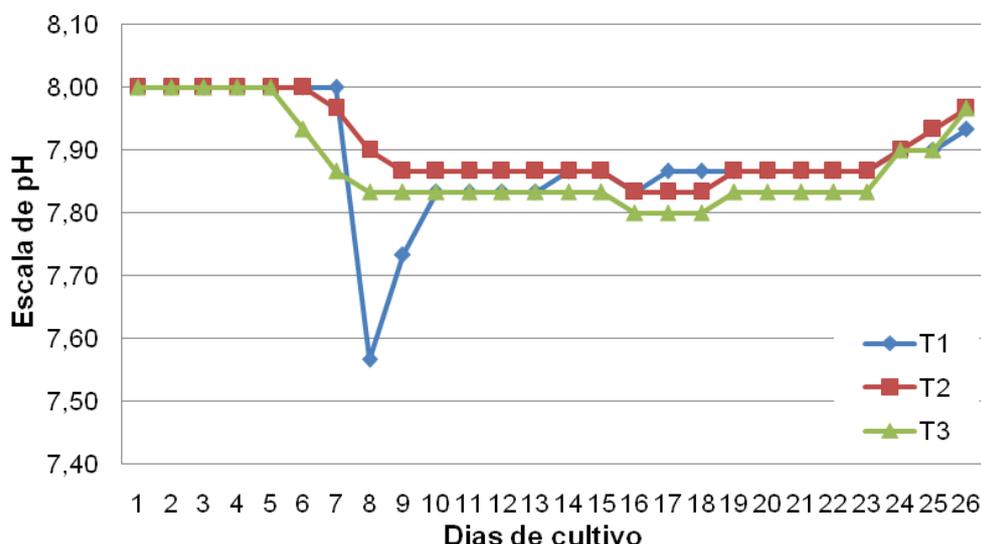
Botero, menciona que la salinidad debe estar entre 35 ups y 37 ups para larvas de *L. guttatus*, “Damas *et al*, recomienda una salinidad para *L. campechanus* de 36 ups, González *et al*, estiman 31 ups de salinidad para la misma especie, al igual que Richards y Sakena, quienes encontraron salinidades que oscilaron entre 32 ups y 36 ups, Millares *et al* señala una salinidad de 36,6 ups¹³², Emata *et al*¹³³ reportan salinidades de 28 ups a 32 ups para el desarrollo de larvas de *L. argentimaculatus*. Aunque los reportes hablan de salinidades superiores a las obtenidas se puede observar que las larvas de *L. guttatus* pueden sobrevivir y adaptarse a algunos cambios físico-químicos, muy seguramente debido a sus hábitos naturales dado que se han encontrado juveniles en aguas estuarinas o con valores de salinidades por debajo de 30 ups.

6.1.5.4 Potencial de Hidrogenación (pH). Al momento de la eclosión se tuvo un valor promedio de 8 en todos los tratamientos, durante el desarrollo del cultivo el valor mas bajo lo presentó el tratamiento 1 con 7,7 a los 8 dde; este dato pudo haber sido causado por un recambio mayor al 20% que recibió este tratamiento cuando se observo un mayor deterioro de la calidad del medio. El valor máximo de pH fue 8 en todos los tratamientos para los primeros días, posteriormente se concentro entre 7,8 y 7,9 a partir de los 10 dde (Figura 37).

¹³² CABRERA. Op. cit., p 3.

¹³³ EMATA, Arnil y BORLONGAN, Ilda. A practical broodstock diet for the mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*. Aquaculture Department, Southeast Asian Fisheries Development Center (SEAFDEC), Tigbauan, Iloilo, Philippines. Aquaculture 225 (2003) 83–88: p 4.

Figura 37. pH diario durante el período experimental



Estos valores estuvieron dentro del rango óptimo propuesto por Botero, para larvas de *L. guttatus* quien estipula que debe estar entre 7,3 y 8; un valor de pH de 8,3 es propuesto por Damas *et al* y de 8,1 identificado por Millares *et al*. García *et al*¹³⁴ obtuvieron un pH de $8,05 \pm 0,36$ en el cultivo de *Ocyurus chrysurus* y *Lutjanus synagris*, sin afectar el crecimiento de estas especies. Los valores son similares a los reportados por los autores citados confirmando que la calidad del agua fue adecuada para este proceso.

6.1.5.5 Amonio. Durante el estudio se tomaron las mediciones respecto a amonio, pero debido a que no se obtuvieron valores diferentes de cero “0” no se reportaron los datos, aunque Botero, menciona que el nitrógeno amoniacal debe estar entre 0,01 y 0,27 mg/L en el cultivo de larvas de *L. guttatus*.

6.1.5.6 Fotoperiodo. La iluminación artificial fue proporcionada con lámparas fluorescentes de espectro completo, (Day – Light) en una proporción de 12 horas luz y 12 horas oscuridad simulando las condiciones del espectro natural en el que habita la especie. “Este sistema ha sido el más utilizado en la larvicultura de pargo lunarejo en la EABM”¹³⁵

6.1.6 Relación Beneficio - Costo. Al final del período experimental se realizó un

¹³⁴ GARCÍA, Armando, ABDO, Isabel. DUNCAN, N. RODRÍGUEZ, Estela. GARCÍA, Rodrigo. CERVANTES, Margarita. ANCONA, Ángel. Evaluación del crecimiento de Pargo Canane *Ocyurus chrysurus* y Biajaiba *Lutjanus synagris* cultivadas en jaulas flotantes en la costa de Lerma [En línea]. Edición Internet. En: IV Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. México. CIVA 2006. Disponible en Internet:<URL:http://www.civa2006.org>

¹³⁵ ENTREVISTA con Gustavo Torres. Técnico de la Estación Acuícola Bahía Málaga. Buenaventura, 8 de Octubre de 2009.

análisis parcial de costos para determinar cual tratamiento es el más adecuado desde el punto de vista económico (Tabla 9, 10, 11, 12) (Figura 38); siendo el tratamiento 2 con 0,052 el que mostró los mejores resultados, en comparación con el tratamiento 1 con 0,034 y el tratamiento 3 con un Índice de 0,030. Evidente debido a que los rotíferos son un tipo de alimento vivo fácil de producir en altas densidades.

Boza¹³⁶ cita que un estudio económico acerca de la factibilidad de ejecutar un cultivo en jaulas flotantes de pargo manchado, concluye que el pargo mancha tiene un buen mercado nacional e internacional cuya demanda no se encuentra satisfecha, dado que su oferta no alcanza las expectativas de la demanda, los precios de venta internacionales son casi el doble de los nacionales, por lo que la venta debería dirigirse al mercado externo. Además, la dimensión del proyecto no se relaciona directamente con su rentabilidad, lo cual es influenciado por la relación entre los gastos e ingresos de cada uno (dimensión versus rentabilidad).

Éste análisis reveló la factibilidad económica de realizar cultivos en jaulas de pargo mancha, aunque estos proyectos conllevan un alto riesgo, la asunción, por parte de los grupos organizados, de la administración y del trabajo de campo disminuyen la inversión y aumenta la rentabilidad de los proyectos.

Yen¹³⁷ presenta un estudio de rentabilidad para un sistema de cultivo a escala experimental de *Tisbe monozota* analizando dos posibles escenarios; con y sin cepario comparando ambos con *Artemia* para emplearse como alimento vivo en un laboratorio de producción de larvas de camarón. En este estudio se hace referencia a lo relevante que es contar con las facilidades para reproducir copépodos evitando la compra de los reproductores que se requieren, de igual manera presenta las ventajas económicas del mismo a lo largo de un determinado tiempo, resultando más rentable alimentar con copépodos que con *Artemia*.

Tabla 9. Costos parciales de producción de Algas

¹³⁶ BOZA., *et al.* Op Cit., p 17.

¹³⁷ YEN, Ortega E. Determinación del tipo de alimento, concentración y sustrato óptimo para el desarrollo de un sistema de cultivo experimental de *Tisbe monozota* Bowman, 1962 (Copepoda: Harpacticoida). MCCIAD, México. 2004 En: PUELLO, A. GONZÁLEZ, B. GARCÍA, A. Investigación en producción y uso de copépodos en larvicultura marina [En línea]. CIAD. Centro de investigación y desarrollo (CIAD). Unidad en Acuicultura y manejo ambiental. Sinaloa, México. 2008 [Citado el 4 de Agosto de 2010]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.uanl.mx/secciones/publicaciones/nutricion.../7-Puello.pdf>>

Algas	Macro nutrientes	Metales traza	Vitaminas	Hipoclorito de Sodio	Hiposulfito De Sodio	Total (pesos)
Agar						
Tubos	9,16	0,54	0,02	0,00	0,01	9,73
Erlen. 500	22,91	1,34	0,10	0,09	0,26	24,70
Erlen. 3000	137,45	8,04	0,60	0,56	1,53	148,19
Carboys 18lts	29.400,00	53,60		5,00	34,00	29.492,60
Cilindros 90Lts	132.300,00	241,20		18,75	51,00	132.610,95
Masivos	2.097,50			250,00	68,00	2.415,50
Total pesos (1 Ton)						164.701,658

Tabla 10. Costos parciales de producción de Rotíferos (*B. rotundiformis*)

Rotíferos	Algas	Hipoclorito	Hiposulfito	Total (pesos)
250 ml	32,94	2,50	6,80	42,24
5 L	329,40	12,50	20,40	362,30
400 L	32.940,33	100,00	68,00	33.108,33
Total pesos				33.512,88

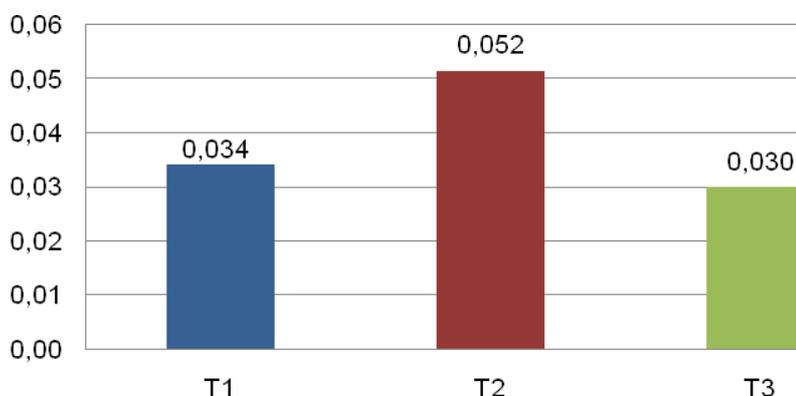
Tabla 11. Costos parciales de producción de Copépodos (*P. parvus*)

Copépodos	Algas	Hipoclorito	Hiposulfito	Total (pesos)
90 L	23.717,04	17,5	47,6	23.782,13
4000 L	131.761,33	375	68	132.204,32
Total pesos				155.986,46

Tabla 12. Costos e ingresos de producción durante el período experimental

Tratamiento	Costo parcial	No Larvas	precio post-larva	Ingreso Bruto	Ingreso Neto	Beneficio-costo
T1	11'847.216,37	809	500	404.500	-11'442.716,37	0,034
T2	4'218.127,80	435	500	217.500	-4'000.627,80	0,052
T3	14'360.682,02	863	500	431.500	-13'929.182,02	0,030

Figura 38. Relación beneficio-costo



Esta relación beneficio costo se encuentra por debajo de la reportada en otras investigaciones como la de Burbano y Caicedo¹³⁸ que encontraron una relación Beneficio-costo de 0,09 para larvas de *Rhamdia quelen* alimentadas con zooplancton, y de 1,40 para dietas a base de Artemia. Los datos obtenidos se deben a los altos costos de los alimentos vivos, la baja sobrevivencia presentada en los tratamientos y al difícil arte de cultivar especies marinas.

7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

¹³⁸ BURBANO, Roberto y CAICEDO, Carlos. Evaluación de la primera alimentación de post-larvas de bagre del Patía *Rhamdia quelen* (quoy & gaimard, 1824) con diferentes tipos de dietas. Trabajo de grado, Ingeniería en Producción Acuícola. Pasto, Colombia. Universidad de Nariño. Facultad de ciencias pecuarias. 2008. p 87.

7.1 CONCLUSIONES

El crecimiento de las larvas de pargo lunarejo fue mejor en el tratamiento 3 presentando un incremento de $0,721 \pm 0,021$ mm, lo que refleja la superioridad de la variación de presas en tamaño y en eficiencia proteica del tratamiento en el cultivo de larvas de peces marinos.

El tratamiento 1 tuvo un incremento de $0,524 \pm 0,019$ mm respecto al tratamiento 2 que obtuvo un incremento de $0,396 \pm 0,016$ mm indicando que los nauplios de copépodos y los copépodos tienen mayor aceptación que los rotíferos por parte de las larvas.

La mayor longitud total final alcanzada durante el ensayo fue de $19,6 \pm 0,058$ mm, en el tratamiento 3 que correspondió a larvas alimentadas con copépodos y rotíferos; la menor longitud total alcanzada fue de $11,5 \pm 0,077$ mm registrada en el tratamiento 2 (larvas de pargo lunarejo alimentadas con rotíferos).

Para el incremento de la Abertura Bucal el mayor índice fue encontrado en el tratamiento 3 con $0,77 \pm 0,03$ mm, y el menor valor al igual que en el incremento de longitud lo tuvo el tratamiento 2 con $0,53 \pm 0,01$ mm.

El nivel mas alto de sobrevivencia fue presentado por el tratamiento 3 con 2,88%, seguido por el tratamiento 2 con 2,70% resaltando la favorabilidad de la inclusión de copépodos en la alimentación de las larvas de *Lutjanus guttatus*.

En la prueba de resistencia al estrés el tratamiento 3 presentó un porcentaje de 90,28% respecto al 100% de sobrevivencia de los otros dos tratamientos, resultados que pueden demostrar que la exposición a mayor densidad (larvas/L) estaría jugando un factor importante en este tipo de ensayos, al igual que las condiciones de manejo.

La utilización de diferentes clases de alimento vivo (Copépodos, rotíferos) en las dietas de larvas de *Lutjanus guttatus* genera altos valores de sobrevivencia y crecimiento permitiendo perfeccionar el paquete tecnológico de esta especie obteniendo mejor calidad y cantidad de larvas.

A nivel económico el tratamiento 2 fue el mejor con una relación beneficio-costo de 0,064, por encima de los dos tratamientos en los que se utiliza copépodos, debido a que es menos costoso y más fácil producir rotíferos, pero a cambio se consigue menor cantidad de larvas y éstas no presentan la nutrición adecuada para soportar cambios físicos o químicos dentro del cultivo.

7.2 RECOMENDACIONES

Ensayar diferentes densidades de siembra de larvas para el cultivo de pargo lunarejo.

Valorar diferentes concentraciones de algas en la larvicultura del pargo para el mantenimiento de las poblaciones de zooplancton, al igual que la inclusión de probióticos para mejorar las condiciones fisicoquímicas del medio.

Utilizar nauplios de copépodos como primera alimentación en la larvicultura de pargo lunarejo, debido a que estos presentan un tamaño adecuado y cualidades nutricionales que permite el buen desarrollo de las larvas de especies marinas.

Procurar que los reproductores estén en excelentes condiciones físicas y biológicas y que además estén muy bien alimentados por lo menos un mes antes del proceso de reproducción para que las larvas sean fisiológicamente más resistentes al proceso de larvicultura generando mayores sobrevivencias.

Gestionar la divulgación de estudios, investigaciones y cultivo de especies marinas de importancia e interés comercial para evitar la sobrepesca en ambientes marinos, proteger el medio ambiente y efectuar cultivos de organismos hidrobiológicos más rentables por parte de los pescadores.

Seguir realizando investigaciones para complementar el paquete tecnológico del cultivo de esta especie tan importante para las zonas costeras colombianas y en general para la economía del país.

BIBLIOGRAFÍA

ÁLVAREZ Lajonchere, Luis y HERNÁNDEZ, Olga. Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América latina y el Caribe: diseño, operación y tecnologías. Universidad Juárez Autónoma de Tabasco. Publicado por Capítulo Latinoamericano. Word Aquaculture Society. México. 1994. 240 p.

ARELLANO, Marcial. ROJAS, Agustín. GARCÍA, Federico. CEBALLOS, Berta. VILLALEJO, Marcial. Ciclo reproductivo del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) en las costas de Guerrero, México. En: Revista de Biología Marina y Oceanografía. Vol. 36, N° 1. 2001. 8 p.

ARISTIZÁBAL, Eddie y SUÁREZ, Julieta. Efficiency of co-feeding red porgy (*Pagrus pagrus* L) larvae with live and compound diet. En: Revista de Biología Marina y Oceanografía 41(2):203 - 208 [En línea]. 2006 [Citado el 4 de septiembre de 2010]. Disponible en Internet:
<URL:<http://www.lib.noaa.gov/retiredsites/japan/aquaculture/proceedings/report28/Kim.pdf>>

ASTURNATURA. Los Copépodos [En Línea]. Revista electrónica. [Citada el 15 de Febrero de 2010]. Disponible en Internet:
<URL:<http://www.asturnatura.com/articulos/artropodos/copepod.php>>

BAND Schmidt, Christine. Efecto de La Composición Bioquímica de Microalgas sobre el valor nutritivo de dos cepas de *Artemia*. Instituto Politécnico Centro Interdisciplinario Nacional de Ciencias Marinas (CICIMAR). La Paz. 1999. 78 p.

BLACIO Enrique y NOBOA, Rafael. Propuesta de selección de especies de peces y moluscos para diversificación de la acuicultura marina. Fundación CENAIM-ESPOL. Centro Nacional de Acuicultura e Investigaciones Marinas "EDGAR ARELLANO M." (CENAIM). Ecuador. 2002. 62 p.

BOTERO Arango, Julián. Reproducción artificial de peces marinos. En: Reproducción de peces en el trópico. Instituto Colombiano de Desarrollo Rural INCODER y Universidad Nacional de Colombia. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Bogotá. 2005. 246 p.

BOZA, Jorge. VARGAS, Eduardo. SOLIS, N. KOMEN, J. Desove inducido y crecimiento larval del pargo manchado *Lutjanus guttatus* en la Estación de Biología Marina de Puntarenas, Costa Rica [En línea]. Ciencias Marinas. Universidad Autónoma de Baja California. Vol. 34, numero 002. Ensenada México. Edición Internet. 2008 Disponible en Internet:
<URL:<http://www.cienciasmarinas.com/index.php/cmarinas/article/view/1246>>

BURBANO, Roberto y CAICEDO, Carlos. Evaluación de la primera alimentación de post-larvas de bagre del Patía *Rhamdia quelen* (quoy & gaimard, 1824) con diferentes tipos de dietas. Trabajo de grado, Ingeniería en Producción Acuícola. Pasto, Colombia. Universidad de Nariño. Facultad de ciencias pecuarias. 2008. 137 p.

CABRERA, Tomas. ROSAS, Jesús. MILLAN, José. Reproducción y Desarrollo Larvario del Pargo Dientón (*Lutjanus griseus* L. 1758) (Pisces: Lutjanidae) Cultivado en Cautiverio. University of Puerto Rico. En: *Caribbean Journal of Science*, Vol. 33, No. 3–4, 239–245. Mayagüez. 1997. 7 p.

CENAIM. Manual para la producción y uso de organismos zooplanctonicos [En línea]. Edición Internet. Guayaquil. 2008 [Citado el 7 de Noviembre de 2009]. Disponible en Internet:
<URL:<http://www.cenaim.espol.edu.ec/publicaciones/artemia/13-15.pdf>>

CIVERA, Roberto. ÁLVAREZ, Azucena. MOYANO, Francisco. Nutrición y alimentación de larvas de peces marinos [En línea]. En: *Avances en nutrición Acuícola. VII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola*. Universidad Autónoma de Nuevo León. Editores: Elizabeth Cruz Suarez. Denis Ricque Marie. Mireya Tapia Salazar. Martha G. Nieto López. David Villarreal. Ana Puello Cruz. Armando García Ortega. México. 2004 [Citado el 4 de septiembre de 2010]. Disponible en Internet:
<URL:http://www.uanl.mx/secciones/.../nutrición_acuicola/.../3RobertoCivera.pdf>

DEPROMAR. Desarrollo de productos marinos [En línea]. Edición Internet. Home page. [Citado el 25 de julio de 2010]. Disponible en Internet:
<URL:<http://www.depromar.com/artemia.html>>

EMATA, Arnil y BORLONGAN, Ilda. A practical broodstock diet for the mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*. Aquaculture Department, Southeast Asian

Fisheries Development Center (SEAFDEC), Tigbauan, Iloilo, Philippines. *Aquaculture* 225 (2003) 83–88: 6 p.

GAMBOA, Hernando. Inventario Estación Marina de Bahía Málaga. Instituto Colombiano de Desarrollo Rural INCODER. 2006. 20 p.

GAMBOA, Hernando y VALVERDE, Juan. Aspectos básicos para la reproducción inducida del Pargo Lunarejo (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869), En: Reproducción de peces en el trópico. Bogotá: Instituto Colombiano de Desarrollo Rural INCODER y Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, 2005. 246 p.

GARCÍA, Armando. ABDO, Isabel. DUNCAN, N. RODRÍGUEZ, Estela. GARCÍA, Rodrigo. CERVANTES, Margarita. ANCONA, Ángel. Evaluación del crecimiento de Pargo Canane *Ocyurus chrysurus* y Biajaiba *Lutjanus synagris* cultivadas en jaulas flotantes en la costa de Lerma [En línea]. Edición Internet. En: IV Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. México. CIVA 2006. Disponible en Internet:<URL:<http://www.civa2006.org>>

GAVIRIA, Santiago y ARANGUREM, Nelson. Especies de vida libre de la subclase copépoda (Arthropoda, Crustácea) en aguas continentales de Colombia [En línea]. En: Biota Colombiana. 2007 [Citada el 10 de Febrero de 2010]. Disponible en Internet:<URL:<http://www.siac.net.co/biota/bistream/123456789/224/1/Copepodos.pdf>>

GRUPO TÉCNICO, SISTEMA DE INFORMACIÓN SECTORIAL PESQUERO Y ACUÍCOLA. Pesca y acuicultura Colombia 2007 [En línea]. Edición Internet. 2007 [Citada el 12 de Octubre de 2010] Disponible en Internet:<URL:http://www.agronet.gov.co/www/docs_agronet/20081028112328_Informe_final_pesca_acuicultura_2007.pdf>

HAMRE, Kristin. MOLLAN, Ted. SAELE, Oysten. ERSTAD, Borre. Rotifers enriched with iodine and selenium increase survival in atlantic cod (*Gadus morhua*) larvae. National Institute for nutrition and seafood research (NIFES) [En línea]. Edición Internet. Noruega. *Aquaculture* 284. 2008 [Citado el 4 de agosto de 2010]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.elsevier.com/locate/aqua-online>>

HICKS, Geoffrey y COULL, Bruce. The ecology of marine meiobenthic harpacticoid copepods. *Oceanogr. Rev Mar Biol. Ann* 1983;21:67–175.

IZQUIERDO M, S. Essential fatty acid requirements of marine fish larvae. 1996. *Aquacult. nutr.*, 2:183-191.

JAUME, Damián. CONRADI, Mercedes. LÓPEZ, Pablo. Curso práctico de entomología: Copépodos. Sevilla, España. IMEDEA (CSIC-IUB), Instituto Mediterraneo de Estudios Avanzados. Departamento de Fisiología y Zoología. 2000.

KALAIMANI, N. CHAKRAVARTHY, N. SHANMUGHAM, R. THIRUNAVUKARASU, A. ALAVANDI, S. SANTIAGO, T. Anti-oxidant status in embryonic, post-hatch and larval stages of Asian seabass (*Lates calcarifer*) [Correo electrónico]. Mensaje enviado a José Luis Ortiz GALINDO. 20 de Julio de 2010. [Citado el 2 de Septiembre de 2010] Comunicación personal.

KANAZAWA, Akio. Nutrición de larvas de peces [En línea]. Faculty of fisheries. Kagoshima university. 4-50-20 Shimoarata, 890, C.P. 890-0046. Kagoshima, Japón. p 11(62). 2000 [Citado el 20 de mayo de 2010]. Disponible en Internet: <URL:http://www.fundacionchile.cl/pls/portal/docs/PAGE/PORTAL_CORPORATIVO/ADMINISTRACION_DEL_CONTENIDO/RECURSOS_MARINOS/PUBLICACIONES/FOLLETOQUILLAPE.PDF>

KENTOURI, M. PAVLIDIS, M. PAPANDROUSLAKIS, N. DIVANACH, P. Culture of the red porgy, *Pagrus pagrus*, in crete. Present knowledge, problems and perspectives [En línea]. Workshop on diversification in AQUACULTURE, Cyprus, cahier Options mediterranees. 16:65-78. En: II Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. Montería, Colombia. 2003. [Citado el 20 de agosto de 2009]. Disponible en Internet:<URL:<http://www.revistaaquatic.com/civa2003/>>

KERGULEN, Eduardo, SÁNCHEZ, Isabel, ATENCIO, Víctor. Influencia de la presa en la primera alimentación del Bocachico (*Prochilodus magdalenae* Steindachner, 1878) [En línea]. En: II Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura. Montería, Colombia. 2003. [Citado el 20 de agosto de 2009]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.revistaaquatic.com/civa2003/>>

KRAUL, Syd. Live food for marine fish larvae. En: Avances en nutrición Acuícola. VIII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola [En línea]. Universidad Autónoma de Nuevo León. Editores: CRUZ, Elizabeth. RICQUE, Marie. TAPIA, Mireya. NIETO, Martha. VILLARREAL, David. PUELLO, Ana. GARCIA, Armando. Monterrey. México. ISBN 970-694-333-5. 2006 [Citado el 4 de Agosto de 2010]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.uanl.mx/secciones/publicaciones/nutrición/.../4Kraul.pdf>>

LAZO, Juan. Conocimiento actual y nuevas perspectivas en el desarrollo de dietas para larvas de peces marinos [En línea]. Edición Internet. Departamento de Acuicultura. Baja California. 2004 [Citado el 7 de Febrero de 2009]. Disponible en Internet:<URL:<http://www.dsi.uanl.mx/publicaciones/maricultura/acuicultura/Lazo.pdf>>

LINARES, F. OLMEDO, M. PELETERIO, J. Crecimiento y composición bioquímica de larvas de besugo *pagellus bogaraveo* alimentadas con Artemia enriquecida con tres microalgas diferentes [En línea]. Edición Internet. Centro de Investigaciones Marinas e Instituto Español de Oceanografía C.O. de Vigo. España. 2008 [Citado julio de 2010]. Disponible en Internet: <URL:http://www.juntadeandalucia.es/agriculturaypesca/pesca/acuicultura/descargas/OtrosOrganismos/5_crecimiento_composic_bioquim.pdf>

LÓPEZ, Diego. SÁNCHEZ, José. GARCÍA, José. GARCÍA, Francisco. MOLINA, Emilio. Microalga marina y su empleo en acuicultura y en la obtención de ácidos grasos poliinsaturados. [En línea]. Edición internet. Universidad de Almería. Almería, España. 1995 [Citada el 3 de Febrero de 2010]. Disponible en Internet:<URL:http://www.espatentes.com/pdf/2088366_a1.pdf>

MATA, Ernesto. ROSAS, Jesús. VELÁSQUEZ, Aide. CABRERA, Tomás. Inducción hormonal al desove y descripción larval del corocoro *Orthopristis ruber*, cuvier (Pisces: Haemulidae) [En línea]. Revista de Biología marina y oceanografía Vol. 39. Numero 001. 2004 [Citado el 30 de Agosto de 2010]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.scielo.cl/pdf/revbiolmar/v39n1/art03.pdf>>

MCKINON, A. DUGGAN, S. NICHOLS, P. RIMMER, M. SEMMENS, G. ROBINO, B. The potential of tropical paracalanid copepods as live feeds in aquaculture. En: Revista electrónica Scine direct Aquaculture 223 (2003) 89 – 106. 2003.

MEJÍA, Luisa. RODRÍGUEZ, Claudia. LÓPEZ, Jorge. Evaluación de la Gonadotropina Corionica Humana (HCG) a diferentes dosis, en la reproducción inducida del pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*, Steindachner 1869) en condiciones de cautiverio. Departamento de Recursos Hidrobiológicos. Programa de ingeniería en Producción Acuícola. Universidad de Nariño. En: Revista electrónica medicina veterinaria zootecnista vet. zootec. 3(2): 28-40 [En línea]. Edición Internet. 2009 [Citado el 6 de septiembre de 2010] Disponible en Internet: <URL:[http://www.200.21.104.25/vetzootec/downloads/MVZ3\(2\)_5.pdf](http://www.200.21.104.25/vetzootec/downloads/MVZ3(2)_5.pdf)>

MONTERO, D y IZQUIERDO, M. Efecto de los lípidos dietéticos en la salud y resistencia al estrés en peces [En línea]. 2000. p 282-297 En: CIVERA, R. PEREZ, C. RIQUE, Marie. CRUZ, L. (Editores). Avances en nutrición acuícola IV. Memorias IV Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. La paz B.C.S. México. [Citado el 20 de mayo de 2010] Disponible en Internet: <URL:<http://www.uanl.mx/secciones/publicaciones/nitricion.../19monte.pdf>>

OGLE, John y LOTZ, Jeffrey. Culture of Red snapper. Global Aquaculture Advocate. 2000; 3: 23-26.

PAYNE, Robert. RIPPINGALE, Michael. Intensive Cultivation of the Calanoid copepod *Gladioferens imparipes*. Aquaculture 201:329–42. 2001.

POUSAO, Pedro. PASSOS, A. NARCISO, Luis. Contenido de HUFA y mejoramiento en la DHE/EPA de *Brachionus plicatilis* para larvas de pargo dorado (*Sparus aurata*). IPICMAR/CIMSul. Portugal. Revista de Ciencias Marinas (1998), 24(3): 359-366. p 3.

PRIETO Guevara, Martha. Alimento vivo y su importancia en acuicultura. Universidad de Córdoba. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Programa de Acuicultura. 2005. 7 p.

PRIETO Guevara, Martha. Cultivo III. Microalgas en Acuicultura. Universidad de Córdoba. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Programa de Acuicultura. 2005. 27 p.

-----, -----, Cultivo de plancton. Artemia en acuicultura. Programa de Acuicultura. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Universidad de Córdoba. 2005, 26 p.

PRIETO Guevara, Martha. Cultivo III. Copépodos en acuicultura. Universidad de Córdoba. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Programa de Acuicultura. 2005.13 p.

-----, -----, Rotíferos en acuicultura. Universidad de Córdoba. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Programa de Acuicultura. 2005. 15 p.

PRIETO, Martha y ATENCIO, Víctor. Zooplankton en la larvicultura de peces neotropicales. Universidad de Córdoba, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Departamento de Ciencias Acuícolas, CINPIC. Rev. MVZ Córdoba 13(2):1415-1425, Montería. 2008. 11 p.

PRIETO, Martha. CASTAÑO, Fabio. SIERRA, Juan. LOGATO, Priscila. BOTERO, Julián. Alimento vivo en la larvicultura de peces marinos: copépodos y mesocosmos. Universidad de Córdoba, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Departamento de Ciencias Acuícolas, Montería – Colombia. 2005. Rev.MVZ Córdoba 11 Supl (1), 30-36, 2006.

RABE, Jessica. BROWN, Joseph. A pulse feeding strategy for rearing larval fish: an experiment with yellowtail flounder. Ocean Sciences Centre, Memorial University of Newfoundland, St. John's, Newfoundland, Canada A1C 5S7. En: revista electrónica Aquaculture 191_2000.289–302. 14 p.

RIVERA, Carlos y BOTERO, Mónica. Alimento vivo enriquecido con ácidos grasos para el desarrollo larvario de peces [En línea]. Edición Internet. Facultad de Ciencias Agrarias. Universidad de Antioquia. En: Revista Colombiana de Ciencias pecuarias. 2008 [Citado julio de 2010]. Disponible en Internet: <URL:<http://rccp.udea.edu.co/index.php/ojs/article/viewFile/474/426>>

ROJAS Rodrigo. MARAVILLA, Erick. CHICAS, Francisco. Hábitos alimentarios del pargo mancha *Lutjanus guttatus* (Pisces: Lutjanidae) en Los Cóbano y Puerto La Libertad, El Salvador. En: Revista Biología Tropical [En línea]. Edición Internet. 52(1): 163-170, 2004 [Citada el 15 de marzo del 2008]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.ucr.ac>>

RUBIO, Efraín. Peces de importancia comercial para el Pacífico Colombiano. Centro de publicaciones. Universidad del Valle. Cali. Colombia. 1988. 500 p.

SALGADO, Leu Ítalo. La Artemia y su cultivo en el Perú. Universidad Nacional de Piura. Departamento de Ciencias Biológicas. Piura. 2001. 20 p.

SHIPP, Glen. The use of calanoid copepods in semi-intensive, tropical marine fish larvicultura. Darwin aquaculture centre. Departament of primary industry, fisheries and mines. 2006. En: Avances en nutrición Acuícola. VIII Simposium Internacional de Nutrición Acuícola. Universidad Autónoma de Nuevo León. Editores: CRUZ, Elizabeth. RICQUE, Denis. TAPIA, Mireya. NIETO, Martha. VILLAREAL, David. PUELLO, Ana. GARCÍA, Armando. Monterrey. México. ISBN 970-694-333-5. 6 p.

SISTEMA DE INFORMACIÓN DE PESCA Y ACUACULTURA. Productos derivados del pescado. En: Boletín mensual No 47. Mayo 2010. ISSN 2011 – 8139. 6 p.

SORGELOOS, Patrick y LAVENS, Patrick. Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO fish. Tech. Universidad de Glent. Laboratory of aquaculture and artemia Reference Center. Glent Belgium. FAO. 1996. 296 p.

TOLEDO, Joebert. GOLES, Maria. OHNO, Atsushi. Use of copepod naupli during early feeding stage of grouper *Epinephelus coioides* [En línea]. Fish. Sci 65(3): 390-397. Edición Internet. 2007 [Citado el 7 de Octubre de 2009]. Disponible en Internet:<URL:<http://sciencelinks.jp/j-east/article/199918/000019991899A0591375>>

TORRES, Gustavo. Cultivo experimental de los copépodos marinos *Oithona* sp y *Cyclopina* sp. Universidad de Córdoba. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Departamento de Ciencias Acuícolas. Montería, 2008. 71 p.

TORRES, Gustavo. PRIETO, Martha. GAMBOA, Jesús. El potencial en cultivo de copépodos marinos como posibles alimentos vivos para larvas de pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) en la Estación Acuícola de Bahía Málaga-INCODER. Universidad de Córdoba Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Programa de Ciencias Acuícolas. 2008. 14 p.

UNIVERSIDAD DEL PACÍFICO, ACODIARPE, INCODER. Desarrollo y definición de tecnologías y estrategias para el manejo optimizado de la fase de larvicultura, con el fin de producir en forma masiva alevinos de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus* Steindachner, 1869) en laboratorio bajo condiciones de cautiverio. Propuesta de cofinanciación presentada a la convocatoria nacional para la

cofinanciación de programas y proyectos de investigación, desarrollo tecnológico e innovación para el sector agropecuario por cadenas productivas 2007. Ministerio de agricultura y desarrollo rural. Bogotá. 2007. 80 p.

VÉLEZ, Antonio. Producción de Alimento Vivo para Hatchery de Peces Marinos [En línea]. En: Conferencia Internacional Aqua Sur Chile. 2002 [Citada Diciembre 12 de 2009]. Disponible en Internet: <URL:<http://www.aquasur.cl/conferencias/Antonio%20Velez.ppt>>

VILLAMAR, César. La Artemia salina y su importancia en la producción camaronera [En línea]. Edición internet. Aquatic N° 11. 2000. En: Revista electrónica Aquatic. [Citada el 12 de febrero de 2008]. Disponible en Internet:<URL:<http://revistaaquatic.com>>

WATANABE, Takeshi. Nutritional quality of living feeds used in seed production of fish [En línea]. Proc. 7th Japan-Soviet Joint Symp. Aquaculture. Tokyo. 1978 [Citado el 3 de febrero de 2010]. Disponible en Internet: <URL:http://scinedirect.com/scine?_ob=ArticleURL&_udi=B6T4D-49PJ66F>

WATANABE, Takeshi. CHAVES, Juan. MANFREDI, Christine. HAWOOD, Randolph. SPARIS, Maria. ARNESON Steven. Artificial propagation of mutton snapper *Lutjanus anales*, a new candidate marine fish species for aquaculture. 1998. Journal. World Aquac. Soc. 29(2): 176-187.

WATANABE, Takeshi y KIRON, Viswanath. Prospects in larval fish dietetics. Aquaculture, Ámsterdam. Volumen 124. Chile 1994. p 223-251.

YAÑEZ, Alejandro. Taxonomía, ecología y estructura de las comunidades de peces en lagunas costeras con bocas efímeras del Pacífico de México. En: Publicaciones especiales Centro de Ciencia del mar y Limnología. México: Universidad Nacional Autónoma de México, Vol.5, No. 10. Octubre, 1997.

YEN Ortega, E. Determinación del tipo de alimento, concentración y sustrato óptimo para el desarrollo de un sistema de cultivo experimental de *Tisbe monozota* Bowman, 1962 (Copepoda: Harpacticoida). MCCIAD, México. 2004 En: PUELLO, Ana. GONZÁLEZ, Blanca. GARCÍA, Armando. Investigación en producción y uso de copépodos en larvicultura marina [En línea]. CIAD. Centro de investigación y desarrollo (CIAD). Unidad en Acuicultura y manejo ambiental. Sinaloa, México.

2008 [Citado el 4 de Agosto de 2010]. Disponible en Internet:
<URL:<http://www.uanl.mx/secciones/publicaciones/nutricion.../7-Puello.pdf>>

ANEXOS

Anexo A. Medio modificado de Guillard y Ryther (1962) (cultivos algales)

Nutrientes	mg/L de agua de mar	Preparación de la solución Stock
<p>NaNO₃</p> <p>NaH₂PO₄·H₂O</p>	<p>75</p> <p>5</p>	<p>Solución Nitrato/Fosfato: (Reactivos grado técnico y solo analítico para tubos de ensayo)</p> <p>Solución stock: Adicionar 100 g NaNO₃ + 10 g NaH₂PO₄ a 1 L agua destilada (AD)</p>
<p>Na₂C₁₀H₁₄O₈N₂·H₂O (Na₂EDTA)</p> <p>CoCl₂·6 H₂O</p> <p>CuSO₄·5 H₂O</p> <p>FeCl₃·6 H₂O</p> <p>MnCl₂·4 H₂O</p> <p>Na₂MoO₄·2 H₂O</p> <p>ZnSO₄·7 H₂O</p>	<p>4.36</p> <p>0.01</p> <p>0.01</p> <p>3.15</p> <p>0.18</p> <p>0.006</p> <p>0.022</p>	<p>Metal Traza/Solución EDTA: (Reactivos grado analítico)</p> <p>Stocks primarios: 5 soluciones stock separadas Para 1 L stocks (g.L⁻¹ AD) 10.0 g CoCl₂, 9.8 g CuSO₄, 180 g MnCl₂, 6.3 g Na₂MoO₄, 22.0 g ZnSO₄.</p> <p>Stock de trabajo: adicionar 1 ml de cada stock primario + 4.35 g Na₂C₁₀H₁₄O₈N₂ + 3.15 g FeCl₃ por 1 L de AD</p>
<p>Tiamina HCL</p> <p>Biotina</p> <p>B₁₂</p>	<p>0.1</p> <p>0.0005</p> <p>0.0005</p>	<p>Solución de vitaminas: (Reactivos grado analítico)</p> <p>Stock primario: adicionar 20 g de Tiamina HCl + 0.1 g Biotina + 0.1 g B₁₂ por 1 litro AD</p> <p>Working stock: Adicionar 5 ml del stock primario a 1 L AD</p>

Anexo B. Análisis de Ácidos Grasos en Rotíferos



UNIVERSIDAD
NACIONAL
DE COLOMBIA

SEDE BOGOTÁ

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y DE ZOOTECNIA

LABORATORIO DE TOXICOLOGÍA – EDIFICIO DE INVESTIGACIONES AVICOLAS

GRUPO DE INVESTIGACIÓN EN TOXICOLOGÍA Y NUTRICIÓN AVIAR

Ciudad Universitaria- Edificio 561B

labtoxv_fmivzboq@unal.edu.co

Resultado No. 281/ 2009

Fecha: Diciembre 30 de 2009

Teléfono: 098-8429393

Remitente o propietario:
LUIS ALONSO MERIZALDE MALDONADO
Estacion Acuicola Bahia Malaga

ACIDOS GRASOS (%)

FAMES	Copépodos calanoides con microalgas <i>Isocrysis</i> (08-Sep-2009)	Rotíferos enriquecidos con microalgas (23-sep-2009)	Rotíferos enriquecidos con aceite de hígado de bacalao (23-sep-2009)	Rotíferos enriquecidos con Protein Hufa (Cepa Japonesa) (8-sep-2009)	Rotíferos enriquecidos con Protein Hufa (Cepa Colombiana -litoral Pacífico) (8-sep-2009)	Rotíferos enriquecidos con Selco (23-sep-2009)
C14:0	13.16	3.10	3.18	3.51	3.43	3.20
C15:0	0.49	1.25	0.88	1.36	1.33	0.52
C16:0	28.82	19.77	19.89	21.35	17.30	14.73
C16:1	9.79	9.87	9.07	6.33	9.19	6.47
C17:0	0.24	0.88	0.51	0.68	0.53	0.35
C17:1	0.09	0.19	0.31	0.37	0.50	0.23
C18:0	5.72	10.86	6.33	6.82	5.86	4.91
C18:1n-9 c/t	13.03	12.35	19.13	13.94	14.94	24.67
C18:2n-6 c/t	6.39	12.33	10.79	17.23	16.93	14.85
C18:3n-6	0.96	1.49	0.37	0.37	0.34	0.24
C20:1	0.22	0.59	6.43	2.77	2.96	4.13
C18:3n-3	2.97	4.49	5.01	7.63	5.20	4.15
C20:2	4.16	0.59	1.37	1.93	2.18	1.78
C20:3n-6	0.00	0.38	0.44	0.54	0.65	0.39
C22:1n-9	0.00	0.88	2.45	0.91	0.97	1.56
C20:3n-3	0.16	0.22	1.49	0.80	0.79	0.44
C23:0	1.46	1.12	1.50	1.35	1.59	1.01
C22:2	0.38	0.71	1.53	1.67	1.70	1.82
C20:5n-3	3.82	2.12	4.58	3.57	4.90	5.42
C24:1	1.06	0.76	0.64	0.59	0.62	0.78
C22:5n-3	0.30	15.07	1.30	1.40	1.80	2.51
C22:6 n-3	6.79	0.96	2.79	4.86	6.29	5.83
	100.00	100.00	100.00	100.00	100.00	100.00
Pufas	25.54	37.66	28.15	38.33	39.07	35.63
Mufas	24.20	24.65	38.03	24.91	29.18	37.83
Sfas	49.88	36.98	32.28	35.08	30.05	24.72
n - 3	14.03	22.87	15.17	18.27	18.98	18.36
n - 6	6.39	12.33	10.79	17.23	16.93	14.85
n - 6 / n - 3	0.46	0.54	0.71	0.94	0.89	0.81

Elaborado por
Milena Cepeda Amado
Química de Alimentos
Analista

Anexo C. Análisis de Ácidos grasos en Rotíferos, Copépodos y Artemia



UNIVERSIDAD
NACIONAL
DE COLOMBIA

SEDE BOGOTÁ

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y DE ZOOTECNIA

LABORATORIO DE TOXICOLOGÍA – EDIFICIO DE INVESTIGACIONES AVICOLAS

GRUPO DE INVESTIGACIÓN EN TOXICOLOGÍA Y NUTRICIÓN AVIAR

Ciudad Universitaria- Edificio 561B

labtoxv_fmzbog@unal.edu.co

Resultado No. 281/ 2009

Fecha: Diciembre 30 de 2009

Teléfono: 098-8429393

Remitente o propietario:
LUIS ALONSO MERIZALDE MALDONADO
Estacion Acuicola Bahia Malaga

ACIDOS GRASOS (%)

FAMES	Rotíferos tipo estación enriquecidos con Culture SELCO (27-Oct-2009)	Rotíferos tipo estación enriquecidos con Microalgas con Nannochloropsis (27-Oct-2009)	Artemia enriquecida con Spirulina 27-Oct-2009)	Artemia enriquecida con Protein Hufa (27-Oct-2009)	Copépodos calanoides Nauplios (28-Oct-2009)
C14:0	4.55	12.94	0.87	2.81	10.72
C15:0	0.47	0.81	1.07	0.09	0.73
C16:0	14.19	19.51	14.41	19.40	28.61
C16:1	5.35	6.00	4.25	1.40	4.13
C17:0	0.35	0.50	4.54	2.21	0.82
C17:1	0.21	0.04	0.80	0.70	0.00
C18:0	5.45	7.81	17.21	11.21	11.74
C18:1n-9 c/t	25.36	24.13	16.43	16.96	9.62
C18:2n-6 c/t	13.89	9.02	12.56	14.89	5.70
C18:3n-6	0.42	0.23	9.40	4.21	0.81
C20:1	3.66	2.23	0.36	0.72	0.00
C18:3n-3	3.73	9.78	5.25	5.47	3.06
C20:2	3.32	1.20	0.94	1.67	4.38
C20:3n-6	0.32	0.17	1.09	0.63	0.00
C22:1n-9	1.57	0.47	0.00	0.00	0.00
C20:3n-3	0.30	0.49	0.33	0.21	0.00
C23:0	1.00	0.64	8.68	3.10	0.67
C22:2	2.55	1.70	0.00	0.33	0.25
C20:5n-3	4.45	1.53	1.81	7.47	2.73
C24:1	0.57	0.36	0.00	0.29	1.59
C22:5n-3	2.32	0.00	0.00	0.50	0.00
C22:6 n-3	5.98	0.83	0.00	5.92	14.63
	100.00	100.00	100.00	100.00	100.00
Pufas	34.72	23.26	30.29	40.15	31.11
Mufas	36.72	33.23	21.84	19.78	13.75
Sfas	26.01	41.82	46.78	38.82	53.29
n - 3	16.78	12.63	7.38	19.58	20.42
n - 6	13.89	9.02	12.56	14.89	5.70
n - 6 / n - 3	0.83	0.71	1.70	0.75	0.28

Elaborado por
Milena Cepeda Amado,
Química de Alimentos
Analista

Anexo D. Análisis de Ácidos Grasos en *Artemia*



UNIVERSIDAD
NACIONAL
DE COLOMBIA

SEDE BOGOTÁ

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y DE ZOOTECNIA

LABORATORIO DE TOXICOLOGÍA – EDIFICIO DE INVESTIGACIONES AVÍCOLAS

GRUPO DE INVESTIGACIÓN EN TOXICOLOGÍA Y NUTRICIÓN AVIAR

Ciudad Universitaria- Edificio 561B

labtoxv_fmvezhog@unal.edu.co

Resultado No. 281/ 2009

Fecha: Diciembre 30 de 2009

Teléfono: 099-8429393

Remitente o propietario:
LUIS ALONSO MERIZALDE MALDONADO
Estacion Acuicola Bahia Malaga

ACIDOS GRASOS (%)

FAMES	Nauplios enriquecidos con aceite de hígado de bacalao (08-Sep-2009)	Nauplios enriquecidos con Protein Hufa (08-Sep-2009)	Nauplios enriquecidos con SELCO (08-Sep-2009)	Nauplios recién eclosionados (08-Sep-2009)	Artemia enriquecida con aceite de hígado de bacalao (23-Sep-2009)	Artemia enriquecida con Selco (23-Sep-2009)
C14:0	1.14	1.01	1.02	1.38	1.08	13.16
C15:0	0.00	0.17	0.09	0.54	0.34	0.49
C16:0	11.47	12.48	11.84	13.97	12.90	28.82
C16:1	3.70	1.18	3.91	6.33	4.48	9.79
C17:0	0.48	3.49	0.57	2.26	1.72	0.24
C17:1	0.60	0.57	0.49	0.86	0.51	0.09
C18:0	8.05	7.54	7.40	10.93	8.05	5.72
C18:1n-9 c/t	23.79	21.90	24.48	24.87	28.62	13.03
C18:2n-6 c/t	6.25	7.44	8.95	7.61	15.11	6.39
C18:3n-6	0.60	0.71	0.52	2.62	2.13	0.96
C20:1	2.42	0.89	1.04	6.03	2.12	0.22
C18:3n-3	29.98	32.56	30.68	2.07	3.30	2.97
C20:2	3.25	3.46	3.11	1.26	1.22	4.16
C20:3n-6	0.06	0.07	0.07	0.35	0.35	0.00
C22:1n-9	1.09	0.12	0.01	3.48	1.15	0.00
C20:3n-3	0.97	0.97	0.93	3.20	2.58	0.16
C23:0	0.44	0.47	0.39	3.20	2.58	1.46
C22:2	0.36	0.44	0.51	0.37	0.41	0.38
C20:5n-3	3.51	2.60	2.66	6.22	7.74	3.82
C24:1	0.57	0.53	0.53	0.00	0.00	1.06
C22:5n-3	0.00	0.13	0.37	0.64	1.10	0.30
C22:6 n-3	1.29	1.27	0.46	1.81	2.51	6.79
	100.00	100.00	100.00	100.00	100.00	100.00
Pufas	45.89	49.21	47.76	25.79	36.03	25.54
Mufas	32.17	25.19	30.43	41.57	36.88	24.20
Sfas	21.58	25.16	21.30	32.28	26.67	49.88
n - 3	35.74	37.53	35.10	13.95	17.22	14.03
n - 6	6.25	7.44	8.95	7.61	15.11	6.39
n - 6 / n - 3	0.17	0.20	0.26	0.55	0.88	0.46

Elaborado por
Milena Cepeda Amado
Química de Alimentos
Analista

Anexo E. Morfología del material biológico

HDE	Long. Total Larva	Saco vitelino		Diam. GA (µm)	Vol. Saco V (mm3)	% Saco Vitelino	Vol. GA (mm3)	% Gota de Aceite
		Largo (µm)	Alto(µm)					
0	1562	968,34	471,825	131,55	0,189	100	0,00117	100
13	2631	949,45	401,35	109,46	0,079	42,28	0,000678	57,94
48	2709,93	526,2	260,4	100	0,017	9,85	0,000523	44,7
61	2815,17	515,3	235,2	50,00	0,014	7,8	0,000013	5,59

HDE: Horas después de la eclosión.

GA: Gota de Aceite.

Diam. GA: Diámetro de la gota de aceite.

Vol. GA: Volumen de la gota de aceite.

Anexo F. Morfología de las hembras reproductoras

Hembras	Peso (gr.)	Longitud total (cm)	Longitud estándar (cm)
1	500	30	25
2	500	26	22

Anexo G. Porcentaje de fertilización y eclosión

Hembra	Peso (kg)	Tiempo de desove (horas)	No. De huevos/kg	Porcentaje de fertilización (%)	Porcentaje de eclosión (%)
1	0.5	15	266666	94.3	83.9
2	0.5	15	233332	52.26	80.81

Anexo H. Parámetros físico-químicos por tratamiento

Día Ctvo.	Temperatura °C			Oxígeno mg/L			pH			Salinidad UPS		
	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3	T1	T2	T3
1	27,3	27,3	27,3	4,29	4,28	3,61	8,00	8,00	8,00	23	23	23
2	28,5	28,3	28,4	4,67	4,39	3,65	8,00	8,00	8,00	23	23	23
3	28,0	27,8	27,9	4,58	4,64	4,34	8,00	8,00	8,00	23	23	23
4	27,7	27,7	27,7	5,82	5,46	5,18	8,00	8,00	8,00	23	23	23
5	27,3	27,3	27,4	5,38	5,44	4,96	8,00	8,00	8,00	23	23	23
6	27,3	27,3	27,3	5,02	5,54	4,93	8,00	8,00	7,93	25	25	25
7	26,7	26,7	26,7	5,63	5,36	4,86	8,00	7,97	7,87	25	25	25
8	25,6	25,6	25,6	5,41	5,27	5,29	7,57	7,90	7,83	25	25	25
9	27,0	27,0	27,0	5,89	7,15	5,81	7,73	7,87	7,83	25	25	25
10	27,0	27,0	27,0	6,37	5,08	5,94	7,83	7,87	7,83	25	25	25
11	27,0	27,0	27,0	5,26	4,64	6,43	7,83	7,87	7,83	26	26	26
12	26,7	26,8	26,7	5,78	5,65	6,87	7,83	7,87	7,83	26	26	26
13	28,0	28,0	28,0	6,01	5,77	6,87	7,83	7,87	7,83	26	26	26
14	28,0	28,0	28,0	6,52	6,50	7,70	7,87	7,87	7,83	26	26	26
15	28,0	28,0	28,0	6,75	5,70	7,33	7,87	7,87	7,83	26	26	26
16	27,9	28,0	28,0	6,45	5,35	7,20	7,83	7,83	7,80	26	26	26
17	27,0	27,0	27,0	6,81	6,45	6,97	7,87	7,83	7,80	25	24	25
18	26,9	26,8	26,8	6,50	6,22	6,37	7,87	7,83	7,80	25	24	25
19	27,0	27,0	27,0	6,23	5,68	6,43	7,87	7,87	7,83	25	24	25
20	27,3	27,3	27,3	6,10	6,03	6,37	7,87	7,87	7,83	25	24	25
21	27,4	27,3	27,3	6,40	6,03	6,70	7,87	7,87	7,83	25	25	25
22	28,0	28,0	28,0	6,40	6,33	6,83	7,87	7,87	7,83	25	25	25
23	27,9	28,0	28,0	6,43	6,40	6,37	7,87	7,87	7,83	25	25	25
24	27,1	26,9	26,9	6,93	6,33	5,93	7,90	7,90	7,90	25	25	25
25	27,7	27,7	27,7	7,00	6,37	6,27	7,90	7,93	7,90	25	25	25

Anexo I. Longitud diaria de las larvas de pargo lunarejo (cm)

Día	T1			T2			T3		
	T1R1	T1R2	T1R3	T2R1	T2R2	T2R3	T3R1	T3R2	T3R3
1	1,56	1,56	1,56	1,56	1,56	1,56	1,56	1,56	1,56
2	2,62	2,56	2,58	2,53	2,55	2,43	2,57	2,60	2,61
3	2,63	2,63	2,60	2,57	2,56	2,70	2,63	2,61	2,63
4	2,65	2,70	2,61	2,65	2,58	2,76	2,65	2,65	2,68
5	2,65	2,72	2,71	2,67	2,63	2,78	2,68	2,70	2,69
6	2,71	2,82	2,72	2,77	2,71	2,83	2,77	2,76	2,70
7	3,04	2,91	3,07	2,90	2,81	2,85	2,88	3,15	2,77
8	3,05	3,03	3,16	3,34	2,84	2,92	3,01	3,28	2,90
9	3,25	3,10	3,25	3,53	2,84	3,00	3,13	3,30	3,13
10	3,50	3,27	3,31	3,70	2,90	3,16	3,30	3,38	3,29
11	3,90	3,65	3,39	3,70	2,95	3,57	4,17	3,49	3,52
12	4,23	3,79	3,56	3,97	3,65	3,99	4,63	4,53	4,23
13	4,50	4,00	3,63	4,06	3,97	4,02	5,00	5,52	4,90
14	4,80	4,72	4,21	4,59	4,01	4,79	5,08	6,52	5,00
15	5,00	5,09	4,55	5,06	4,21	4,99	5,87	6,69	6,00
16	5,34	5,33	4,70	5,52	4,21	5,33	6,67	7,21	6,12
17	5,65	5,76	5,73	6,59	4,21	5,57	7,22	7,76	6,31
18	6,05	5,85	5,78	7,02	4,86	6,79	8,22	7,97	7,24
19	6,79	5,98	5,80	7,99	5,27	8,98	9,01	8,55	7,65
20	8,86	6,02	5,92	8,15	6,41	9,02	9,19	8,92	8,14
21	9,59	6,59	6,36	8,57	8,65	9,57	10,24	10,66	9,88
22	10,05	7,89	7,57	9,00	9,97	9,97	11,90	14,01	10,85
23	12,60	8,69	8,03	9,03	10,00	10,27	13,66	16,60	13,27
24	14,90	10,00	8,38	9,57	10,86	11,24	15,68	17,89	14,66
25	16,66	10,46	9,27	11,38	10,94	11,35	17,93	18,77	15,40
26	18,00	13,80	12,20	11,80	11,00	11,60	19,80	22,20	16,80
Prom. TTO			14,67			11,47			19,60

Anexo J. Abertura bucal diaria de las larvas de pargo lunarejo

Día	T1			T2			T3		
	T1R1	T1R2	T1R3	T2R1	T2R2	T2R3	T3R1	T3R2	T3R3
3	0,23	0,22	0,24	0,20	0,22	0,17	0,22	0,23	0,25
4	0,26	0,25	0,27	0,22	0,25	0,21	0,24	0,26	0,25
5	0,30	0,31	0,27	0,25	0,26	0,23	0,27	0,30	0,28
6	0,31	0,31	0,30	0,27	0,28	0,25	0,33	0,33	0,30
7	0,33	0,31	0,33	0,30	0,31	0,32	0,35	0,36	0,30
8	0,34	0,33	0,36	0,31	0,32	0,35	0,36	0,38	0,30
9	0,42	0,35	0,40	0,31	0,33	0,36	0,40	0,38	0,36
10	0,45	0,40	0,42	0,39	0,33	0,39	0,54	0,39	0,42
11	0,46	0,42	0,44	0,43	0,35	0,42	0,57	0,43	0,49
12	0,57	0,45	0,50	0,50	0,42	0,42	0,60	0,60	0,50
13	0,68	0,57	0,55	0,54	0,45	0,45	0,62	0,71	0,58
14	0,72	0,60	0,55	0,60	0,48	0,46	0,71	0,74	0,64
15	0,75	0,69	0,56	0,73	0,52	0,50	0,82	0,81	0,73
16	0,99	0,88	0,71	0,94	0,67	0,59	0,89	0,83	0,78
17	0,93	0,78	0,71	0,93	0,68	0,60	0,98	0,85	0,85
18	0,99	0,79	0,75	0,99	0,69	0,65	1,05	0,93	0,85
19	1,09	0,85	0,76	1,01	0,71	0,73	1,15	1,06	0,94
20	1,25	0,99	0,95	1,07	1,07	0,97	1,23	1,28	1,22
21	1,27	1,27	1,30	1,13	1,28	1,12	1,40	1,37	1,40
22	1,40	1,35	1,41	1,14	1,36	1,21	1,41	1,56	1,41
23	1,40	1,41	1,41	1,24	1,40	1,37	1,56	1,73	1,59
24	1,41	1,51	1,43	1,37	1,41	1,41	1,92	1,92	1,88
25	1,59	1,52	1,77	1,38	1,45	1,43	2,06	2,06	1,94
Prom. TTO			1,63			1,42			2,02

Anexo K. Registro de Supervivencia y Supervivencia a la Prueba de resistencia al estrés

Tabla de Supervivencia

Tto	réplica	Cant Ini	Muertos	Vivos	% Réplica	% tto
1	1	10000	9628	372	3,72	
	2	10000	9835	165	1,65	
	3	10000	9728	272	2,72	2,70
2	1	10000	9875	125	1,25	
	2	10000	9817	183	1,83	
	3	10000	9873	127	1,27	1,45
3	1	10000	9668	332	3,32	
	2	10000	9618	382	3,82	
	3	10000	9851	149	1,49	2,88

Tabla de prueba de Resistencia al estrés

Tto	réplica	Cant Ini	Muertos	Vivos	% Réplica	% Tto
1	1	7	0	7	100	
	2	8	0	8	100	
	3	8	0	8	100	100
2	1	6	0	6	100	
	2	6	0	6	100	
	3	6	0	6	100	100
3	1	6	1	5	83,33	
	2	8	0	8	100	
	3	8	1	7	87,5	90,28

Anexo L. Análisis de varianza para Incremento de Talla

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	5,03646E8	2	2,51823E8	10,92	0,0002
Intra grupos	9,6865E8	42	2,30631E7		
Total (Corr.)	1,4723E9	44			

Anexo M. Pruebas de Múltiple Rangos para Incremento de Talla

Método: 95,0 porcentaje Tukey HSD

TTO	Casos	Media	Grupos Homogéneos
2	15	9904,67	X
1	15	13104,6	X
3	15	18038,0	X

Contraste	Sig.	Diferencia	+/- Límites
1 - 2		3199,93	4260,94
1 - 3	*	-4933,4	4260,94
2 - 3	*	-8133,33	4260,94

* indica una diferencia significativa.

Anexo N. Análisis de varianza para Incremento de abertura bucal

Fuente	Suma de Cuadrados	Gl	Cuadrado Medio	Razón-F	Valor-P
Entre grupos	2,51039E6	2	1,25519E6	62,84	0,0000
Intra grupos	838893,0	42	19973,6		
Total (Corr.)	3,34928E6	44			

Anexo O. Pruebas de Múltiple Rangos para Incremento de abertura bucal

Método: 95,0 porcentaje Tukey HSD

TTO	Casos	Media	Grupos Homogéneos
2	15	1222,07	X
1	15	1399,61	X
3	15	1787,71	X

Contraste	Sig.	Diferencia	+/- Límites
1 - 2	*	177,54	125,393
1 - 3	*	-388,093	125,393
2 - 3	*	-565,633	125,393

* indica una diferencia significativa.

Anexo P. prueba de Brand Snedecor para sobrevivencia

Respuesta	TRATAMIENTOS			Total
	T1	T2	T3	
Éxito	809	435	863	2107
Fracaso	29191	29565	29137	87893
Total	30000	30000	30000	90000
Pi	0,03	0,01	0,03	0,023
Pi*ai	21,82	6,31	24,82	49,33
n =	3			
n - 1 =	2			
Alfa =	0,05			
1 - alfa =	0,95			
p =	0,02			
q = (1 - p) =	0,98			
$\chi^2_c =$	158,42			
$\chi^2_{t(1-\text{alfa})} =$	5,99			
Decisión =	Existen diferencias estadísticas significativas			

Anexo Q. Prueba de contraste para diferencia de proporciones con muestras grandes

Valores Zc	p		
	T1	T2	T3
T3	-1,33963067*	-8,5882785*	0
T2	10,7154913*	0	
T1	0		

* Existen diferencias significativas

Si $Z_c \geq Z$ se rechaza $H_0: T_i = T_j$ y se concluye que existen diferencias significativa

Si $Z_c \geq -Z$ se rechaza $H_0: T_i = T_j$ y se concluye que existen diferencias significativa

Al 95% de confianza: Z = 1,96
 $Z_{1-\alpha/2} = 1,96$

Anexo R. Prueba de Bran Snedecor para la Prueba de resistencia al estrés

Respuesta	TRATAMIENTOS			Total
	T1	T2	T3	
Éxito	23,00	18,00	20,00	61
Fracaso	0,00	0,00	2,00	2
Total	23,00	18,00	22,00	63
Pi	1,00	1,00	0,90	0,96
Pi*ai	23,00	18,00	18,18	59,06
n =	3			
n - 1 =	2			
Alfa =	0,05			
1 - alfa =	0,95			
p =	0,96			
q = (1 - p) =	0,03			
$\chi^2_c =$	3,85			
$\chi^2_{(1-\text{alfa})} =$	5,99			
Decisión =	No existen diferencias significativas			

Anexo S. Índice de frecuencia para alimento vivo (T3)

Día Cultivo	R	N	C	A	IFR	IFNC	IFC	IFA
1	-	-	-	-	-	-	-	-
2	-	-	-	-	-	-	-	-
3	-	15	-	-	-	1	-	-
4	2	26	-	-	0,071	0,929	-	-
5	6	45	-	-	0,118	0,882	-	-
6	10	35	-	-	0,182	0,636	-	-
7		28	-	-	-	1	-	-
8	10	12	3	-	0,400	0,480	0,120	-
9	15	20	5	-	0,375	0,500	0,125	-
10	17	23	-	-	0,425	0,575	-	-
11	-		-	-	-	-	-	-
12	-	15	-	-	-	1	-	-
13	28	-	9	-	0,757	-	0,243	-
14	19	37		-	0,339	0,661	-	-
15	32	-	8	3	0,744	-	0,186	0,070
16	-	29	17	9	-	0,527	0,309	0,164
17	-	27	13	4	-	0,614	0,295	0,074
18	12	22	6	5	0,267	0,489	0,133	0,111
19	29	-	15	5	0,592	-	0,306	0,102
20	33	-	14	25	0,458	-	0,194	0,347
21	4	1	3	30	0,105	0,026	0,079	0,789
22	-	5	4	5	-	0,357	0,286	0,357
23	2	1	3	4	0,200	0,100	0,300	0,400
24	-	6	14	38	-	0,103	0,241	0,655
Total IF					0,360	0,581	0,217	0,307

R: Rotíferos

N: Nauplios

C: Copépodos

A: Artemia

IFR: Índice de Frecuencia de Rotíferos

IFNC: índice de Frecuencia de Nauplios de Copépodos

IFC: índice de Frecuencia de Copépodos

IFA: Índice de Frecuencia de Artemia