

EVALUACIÓN DE LOS ROTÍFEROS *Brachionus rotundiformis* y *Brachionus plicatilis* COMO FUENTE DE ALIMENTO VIVO EN LARVICULTURA DEL PARGO LUNAREJO *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869), EN LA ESTACIÓN ACUÍCOLA BAHÍA MÁLAGA, BUENAVENTURA – VALLE.

DIEGO ARMANDO ORTIZ ORTEGA

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

EVALUACIÓN DE LOS ROTÍFEROS *Brachionus rotundiformis* y *Brachionus plicatilis* COMO FUENTE DE ALIMENTO VIVO EN LARVICULTURA DEL PARGO LUNAREJO *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869), EN LA ESTACIÓN ACUÍCOLA BAHÍA MÁLAGA, BUENAVENTURA - VALLE.

DIEGO ARMANDO ORTIZ ORTEGA

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

Presidente

**ARIEL EMIRO GOMEZ CERON
Esp. B. M.**

Copresidente

**JESÚS HERNANDO GAMBOA
Biólogo Marino**

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

“Las ideas y conclusiones aportadas en esta tesis de grado son responsabilidad exclusiva de su autor”.

Artículo 1° del Acuerdo No. 324 de Octubre de 1966, emanado del Honorable consejo directivo de la Universidad de Nariño.

Nota de aceptación:

GLORIA SANDRA ESPINOSA NARVÁEZ
Jurado delegado

JULBRINNER SALAS BENAVIDES
Jurado

ARIEL EMIRO GÓMEZ CERÓN
Presidente

San Juan de Pasto, Marzo 10 del 2010.

AGRADECIMIENTOS

EXPRESO MIS MAS SONCEROS AGRADECIMIENTOS A:

ARIEL EMIRO GÓMEZ CERÓN	Biólogo, Esp. Profesor del programa de Ingeniería en Producción Acuícola de la Facultad de Ciencias Pecuarias de la Universidad de Nariño.
GLORIA SANDRA ESPINOSA NARVÁEZ	Ingeniera en Producción Acuícola Universidad de Nariño.
JULBRINNER SALAS BENAVIDES	Biólogo. Profesor de la Universidad de Nariño.
JESÚS HERNANDO GAMBOA D' CROSS	Biólogo Marino de de la Estación Acuícola de Bahía Málaga. Profesor de la Universidad del Pacífico de Buenaventura.
LUIS ALONSO MERISALDE	Zoot. MSc. Estación Acuícola Bahía Málaga. Buenaventura
WILMER RENÉ SANGUINO ORTIZ	Ingeniero en Producción Acuícola. Director Departamento de Recursos Hidrobiológicos.
MARCO ANTONIO IMÚEZ FIGUEROA	Asesor de trabajos de grado. Profesor Universidad de Nariño.
LUIS ALFONSO SALARTE PORTILLA	Zootecnista. Secretario Académico de la Facultad de Ciencias Pecuarias de la Universidad de Nariño.

PIEDAD MEJÍA SANTACRUZ

Secretaria del Departamento de Recursos Hidrobiológicos de la Universidad de Nariño.

OSCAR MEJÍA SANTACRUZ

Economista.

Auxiliar del Centro de Documentación Especializada del Departamento de Recursos Hidrobiológicos de la Universidad de Nariño.

YULEIDY ANDREA BURGOS NARVÁEZ

Tesista Ingeniería en Producción Acuícola de la Universidad de Nariño.

ANDREA PATRICIA YELA RODRIGUEZ

Tesista Ingeniera en Producción Acuícola de la Universidad de Nariño.

A la Asociación Colombiana de Industriales y Armadores Pesqueros (ACODIARPE), al personal laboral de la Estación Acuícola de Bahía Málaga, al Programa de Ingeniería en Producción Acuícola de la Universidad de Nariño y a todas las personas que en una o en otra forma apoyaron el desarrollo de esta investigación.

ISACC LOPEZ Trabajador de servicios varios de la Estación Acuícola de Bahía Málaga, que con su apoyo y colaboración contribuyó a la realización de este proyecto.

DEDICATORIA

Dedico este logro a:

A Dios por permitirme la vida, por darme la fuerza para vencer cualquier obstáculo y la esperanza de alcanzar mis metas, por darme el privilegio de encontrar el camino correcto para llegar a él y devolverme la paz para caminar por las sendas celestiales para ser bendecido, por permitirme compartir tantas alegrías y tristezas con mis familiares, amigos y compañeros.

A mi abuela Alba Clara Delgado que en paz descansa y que Dios la tenga en su gloria por sus consejos, apoyo, cariño, amor y educación.

A mi Madre Blanca Inés Ortega Delgado por su comprensión, apoyo, cariño, sus buenos consejos y educación.

A mi Padre Jorge Edmundo Ortiz por su apoyo, comprensión y educación.

A mis hermanos Mario Fernando, Jorge Daniel y Joanna por su cariño, apoyo, confianza, respeto y comprensión.

A mis Tíos y Tías por su cariño, afecto, apoyo y educación.

A mis primos por su comprensión y apoyo que me brindaron día a día.

A mis familiares que siempre tuvieron una palabra de apoyo, por sus buenos consejos en mi vida estudiantil y en la formación personal.

A mis amigos de infancia y de estudios que día tras día transmitieron esa energía para hacer realidad esos proyectos, por su valentía, cariño y comprensión.

A todos mis maestros que contribuyeron con este proyecto de vida, en la formación académica, social y personal.

CONTENIDO

	pág.
INTRODUCCIÓN	20
1. DEFINICIÓN Y DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA	21
2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA	22
3. OBJETIVOS	23
3.1 OBJETIVO GENERAL	23
3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS	23
4. MARCO TEÓRICO	24
4.1 BIOLOGÍA DEL PARGO LUNAREJO (<i>Lutjanus guttatus</i>) (STEINDACHNER 1869)	24
4.1.1 Generalidades	24
4.1.2 Descripción de la especie	24
4.1.3 Distribución geográfica y hábitat	25
4.1.4 Tallas comerciales	26
4.1.5 Ecología de la especie	26
4.1.6 Reproducción	27
4.2 IMPORTANCIA NUTRICIONAL DEL ALIMENTO VIVO	28
4.3 CULTIVO DE ZOOPLANCTON	30
4.4 BIOLOGÍA DE ROTÍFEROS	30
4.4.1 Taxonomía de rotíferos <i>Brachionus</i>	32
4.4.2 Reproducción de rotíferos	32
4.4.3 Cultivo de rotíferos	33
4.4.3.1 Factores que intervienen en el cultivo y su influencia	34
4.4.3.2 Importancia del cultivo de <i>Brachionus plicatilis</i>	36
4.4.3.3 Sistema de cultivo para rotíferos	37
4.4.4 Alimentación de rotíferos	38

	pág.	
4.4.5	Cosecha de rotíferos	39
4.4.6	Enriquecimiento de rotíferos	39
4.5	LARVICULTURA DE PARGO LUNAREJO	39
4.5.1	Desarrollo larval	42
5.	DISEÑO METODOLÓGICO	45
5.1	LOCALIZACIÓN	45
5.2	INSTALACIONES, EQUIPOS E INSUMOS	45
5.2.1	Instalaciones	45
5.2.2	Materiales	46
5.2.3	Equipos	47
5.2.4	Insumos	47
5.3	PLAN DE MANEJO	47
5.3.1	Recolección de datos	47
5.3.2	Calidad de Agua	47
5.3.3	Material biológico	47
5.3.4	Reproducción	48
5.3.4.1	Inducción a la maduración hormonal	49
5.3.4.2	Recolección e incubación de los huevos	50
5.3.5	Obtención de larvas	51
5.3.6	Producción de rotíferos	51
5.3.6.1	Monitoreo	53
5.3.6.2	Enriquecimiento	54
5.3.7	Larvicultura de pargo lunarejo	55
5.3.7.1	Preparación de tanques en fibra de vidrio para larvicultura.	55
5.3.7.2	Distribución de ovas	56
5.3.7.3	Alimentación de larvas	57
5.3.7.4	Muestreos de larvicultura	58
5.3.7.5	Recambios de agua	58

	pág.
5.3.7.6 Crecimiento	59
5.3.7.7 Incidencia de alimentación	60
5.3.7.8 Índice de Vélez	60
5.3.7.9 Sobrevivencia	61
5.3.7.10 Cosecha de las larvas	61
5.3.8 Monitoreo de parámetros fisicoquímicos	61
5.4 TRATAMIENTOS	62
5.5 DISEÑO EXPERIMENTAL	63
5.6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO	63
5.7 FORMULACIÓN DE HIPÓTESIS	64
5.8 VARIABLES A EVALUAR	64
5.8.1 Porcentaje de Sobrevivencia	64
5.8.2 Crecimiento	64
5.8.3 Incidencia de alimentación	64
5.8.4 Índice de frecuencia de Vélez	64
6. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS	65
6.1 CARACTERÍSTICAS DE PRODUCCIÓN DE ROTÍFEROS	65
6.1.1 Características de los rotíferos	65
6.1.2 Parámetros fisicoquímicos en cultivo de rotíferos	67
6.2 REPRODUCCIÓN DE PARGO LUNAREJO	68
6.3 CRECIMIENTO DE PARGO LUNAREJO	69
6.4 TASA DE INCIDENCIA DE ALIMENTACIÓN (TIA%)	71
6.5 ÍNDICE DE FRECUENCIA DE VÉLEZ	72
6.6 PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA	74
6.7 PARÁMETROS FÍSICOQUÍMICOS DEL AGUA EN LARVICULTURA	76
6.7.1 Oxígeno disuelto	76
6.7.2 Temperatura	76

	pág.
6.7.3 Salinidad	76
6.7.4 pH y amonio	76
7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES	79
7.1 CONCLUSIONES	79
7.2 RECOMENDACIONES	79
BIBLIOGRAFÍA	81
ANEXOS	87

LISTA DE TABLAS

	pág.
Tabla 1. Parámetros de cultivo de rotíferos del género <i>Brachionus</i>	35
Tabla 2. Seguimiento y conteo de cultivo de rotíferos <i>B. rotundiformes</i> en exteriores	67
Tabla 3. Seguimiento y conteo de cultivo de rotíferos <i>B. plicatilis</i> en exteriores	67
Tabla 4. Incremento de longitud en larvas de pargo	69

LISTA DE FIGURAS

	pág.
Figura 1. Pargo Lunarejo (<i>Lutjanus guttatus</i>) Steindachner 1869	25
Figura 2. Sistema de mesocosmos	30
Figura 3. Esquema de la anatomía externa e interna de un rotífero	31
Figura 4. Ciclo reproductivo de los rotíferos	33
Figura 5. <i>Brachionus rotundiformis</i>	35
Figura 6. <i>Brachionus plicatilis</i>	35
Figura 7. Sistema de cosecha total o parcial de rotíferos <i>Brachionus</i>	37
Figura 8. Alimentación de rotíferos en tanques masivos con microalgas <i>Tetraselmis</i> sp	38
Figura 9. Enriquecimiento de rotíferos a base de ácidos grasos poliinsaturados de protein HUFA	39
Figura 10. Cosecha de rotíferos enriquecidos	40
Figura 11. Larvas de pargo lunarejo (<i>Lutjanus guttatus</i>)	41
Figura 12. Ovocitos fertilizados de pargo lunarejo (<i>Lutjanus guttatus</i>)	43
Figura 13. Larva en desarrollo	43
Figura 14. Rotíferos <i>Brachionus</i>	44
Figura 15. Mapa ubicación de Bahía Málaga Buenaventura (Valle)	45
Figura 16. Laboratorio de larvicultura Estación Acuícola de Bahía Málaga, Buenaventura	46
Figura 17. Sistema de filtros utilizados en la estación y reservorio de agua de mar	48
Figura 18. Módulos de mantenimiento y maduración de reproductores de pargo lunarejo (<i>L. guttatus</i>)	48
Figura 19. Reproductores de pargo sometidos a la inspección gonadal	49

	pág.
Figura 20. Inducción de reproductores con hormona HCG (Hormona Gonadotropina Corionica Humana)	50
Figura 21. Recolección de los huevos de pargo	50
Figura 22. Recolección y limpieza de huevos fertilizados de pargo lunarejo (<i>L. guttatus</i>)	51
Figura 23. Tanques de incubación y larvicultura de pargo	52
Figura 24. Larvas recién eclosionadas de pargo	52
Figura 25. Cultivo de rotíferos	53
Figura 26. Sistema de cosecha de rotíferos	54
Figura 27. Proceso de enriquecimiento	54
Figura 28. Preparación de tanques para larvicultura	55
Figura 29. Limpieza y desinfección de utensilios	55
Figura 30. Distribución de ovas en tanques de larvicultura	56
Figura 31. Absorción del saco vitelino	56
Figura 32. <i>B. rotundiformis</i>	57
Figura 33. <i>B. plicatilis</i>	57
Figura 34. Alimentación de larvas de pargo con rotíferos	57
Figura 35. Muestreos de larvas	58
Figura 36. Análisis de contenido estomacal de las larvas de pargo lunarejo	58
Figura 37. Malla de 300 micras para recambio de agua	59
Figura 38. Recambio de agua con microalgas	59
Figura 39. Muestreo de talla de larvas pargo lunarejo	59
Figura 40. Incidencia de alimentación de larvas pargo lunarejo (<i>L. guttatus</i>)	60
Figura 41. Rotíferos presentes en las larvas de pargo	60
Figura 42. Muestreos de sobrevivencia de pargo lunarejo (<i>L. guttatus</i>)	61

	pág.
Figura 43. Cosecha de larvas de pargo	62
Figura 44. Equipo para toma de parámetros fisicoquímicos	62
Figura 45. Rotíferos dentro del estómago de las larvas	65
Figura 46. Crecimiento poblacional de rotíferos	66
Figura 47. Parámetros fisicoquímicos en cultivo de rotíferos <i>Brachionus</i>	68
Figura 48. Crecimiento en longitud total durante el tiempo de cultivo de las larvas de pargo	70
Figura 49. Tasa de incidencia de alimentación de larva	71
Figura 50. Consumo promedio de rotíferos <i>Brachionus</i> en alimentación de larvas de pargo lunarejo	72
Figura 51. Porcentaje de Supervivencia de larvas de pargo lunarejo (<i>L. guttatus</i>)	73
Figura 52. Porcentaje de Supervivencia de larvas de pargo lunarejo (<i>L. guttatus</i>)	74
Figura 53. Oxígeno disuelto	77
Figura 54. Temperatura	77
Figura 55. Salinidad	78

LISTA DE ANEXOS

	pág.
Anexo A. Formato toma de parámetros fisicoquímicos, alimentación, sobrevivencia, incremento de talla e Índice de Vélez	88
Anexo B. Formato de cosecha de larvas de pargo lunarejo <i>L. guttatus</i> en la Estación Acuícola de Bahía Málaga, ICA	89
Anexo C. Parámetros fisicoquímicos de cultivo de rotíferos <i>Brachionus</i> en exteriores	90
Anexo D. Longitud de larvas de pargo lunarejo <i>L. guttatus</i>	91
Anexo E. Análisis de Varianza de incremento de longitud (IL), en larvas de pargo lunarejo <i>L. guttatus</i>	92
Anexo F. Prueba de contrastes relacionados con proporciones para la variable de índice de Vélez para estimar si existen diferencias entre las cepas de rotíferos en la alimentación de larvas de pargo lunarejo (<i>L. guttatus</i>)	93
Anexo G. Análisis estadístico de sobrevivencia con la prueba de Brand Senedecor	94

GLOSARIO

AIREACIÓN: forma de introducir aire al agua, para aumentar la cantidad de oxígeno disuelto.

ECLOSIÓN: momento en que el embrión rompe y abandona el corion o membrana abandonando el huevo.

GONADOTROPINA CORIÓICA HUMANA: hormona de acción FSH y LH, producida por la placenta y obtenida comercialmente a partir de la orina de mujer embarazada.

HORMONA: sustancias producidas por la actividad de las glándulas endocrinas y vertida a la sangre en mínimas cantidades con el fin de controlar los procesos metabólicos, crecimiento, desarrollo sexual o de reproducción.
Limitantes.

HUFA: ácidos grasos poli insaturados que sirven como medio de enriquecimiento de zooplancton.

INDUCCIÓN HORMONAL: proceso Artificial de maduración gonadal, mediante la inyección de hormonas o modificación de las condiciones fisicoquímicas del agua.

Lutjanus guttatus: especie íctica de la costa Pacífica Colombiana, conocida comúnmente como pargo lunarejo que se caracteriza por presentar un lunar o una mancha oscura en el dorso.

ROTÍFERO: proviene del latín rota (rueda) y ferre (llevar) en referencia a su aparato succionador; organismos zooplantónicos de fácil producción e importantes en la primera alimentación de larvas de peces.

TASA DE INCIDENCIA DE ALIMENTACION: porcentaje de larvas encontradas con alimento en el estómago.

RESUMEN

El ensayo se realizó en el laboratorio de larvicultura de la Estación Acuícola Bahía Málaga, ubicada en el municipio de Buenaventura en el departamento del Valle del Cauca, estudio llevado a cabo por un periodo de seis meses tiempo en el cual se evaluó la alimentación de larvas de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*), a base de dos cepas de rotíferos *Brachionus rotundiformis* y *Brachionus plicatilis*.

Para el desarrollo del ensayo se emplearon 190.000 larvas, provenientes de reproductores en cautiverio inducidos con hormona Gonadotropina Coriónica Humana (HCG) y distribuidas en tres tratamientos con tres réplicas, para un total de nueve unidades experimentales, a las cuales se aplicó un Diseño Irrestringidamente al Azar (DIA). Los tratamientos se distribuyeron de la siguiente forma: T1 alimentación con *B. rotundiformis*, T2 alimentación con *B. plicatilis* y T3 combinación de las dos cepas de rotíferos, evaluando las variables crecimiento, Tasa de Incidencia de Alimentación (TIA), Índice de Vélez y sobrevivencia.

Según el análisis estadístico aplicado para la variable sobrevivencia, se obtuvieron diferencias estadísticas significativas con un 95% de confiabilidad entre los tratamientos registrándose para el T1 un 0,6%, T2 0,5% y T3 0,7%, en la variable Índice de Vélez de acuerdo a la prueba de proporciones se denotaron diferencias entre los tratamientos indicando una preferencia por el consumo de *B. plicatilis* con respecto al *B. rotundiformis*; para la variable crecimiento no se presentaron diferencias significativas entre los tratamientos; en la variable Tasa de Incidencia de Alimentación se aplicó una estadística descriptiva y se registraron parámetros fisicoquímicos durante el ensayo.

ABSTRACT

The rehearsal was carried out in the laboratory larviculture the Acuícola Station Bahía Málaga, located in the municipality Buenaventura in the Valle del Cauca's department, study carried out by a period of six months, time in which was evaluated feeding of larvae spotted rose snapper (*Lutjanus guttatus*), to base two rotifers stumps *Brachionus rotundiformis* and *Brachionus plicatilis*.

For the development of the rehearsal it was used 190.000 larvae, coming from reproducers in captivity induced with human Chorionic Gonadotropin Hormone (HCG) and distributed in three treatments with three retort, for a total of nine experimental units, to which a design was applied totally at random (RID). The treatments were distributed in the following way: T1 feeding with *B. rotundiformis*, T2 feeding with *B. plicatilis* and T3 combination of the two rotifers stumps, evaluating the variable growth, Rate of Incidence of Feeding (RIF), Index of Vélez and survival.

According to the statistical analysis applied for the variable survival, significant statistical differences were obtained with 95% of dependability among the treatments registering for the T1 0,6%, T2 0,5% and T3 0,7%, in Velez's Index variable according to the test of proportions differences were denoted among the treatments indicating a preference for the consumption of *B. plicatilis* with regard to the *B. rotundiformis*; for the variable growth significant differences were not presented among the treatments; for variable Rate of Incidence of Feeding was applied a descriptive statistic and there were registered physiochemical parameters.

INTRODUCCIÓN

Las técnicas de producción controlada de peces marinos y estuarinos dependen en gran medida de la alimentación larval, siendo uno de los puntos críticos del cultivo de estos organismos; en este sentido las altas mortalidades y crecimientos lentos se deben a una alimentación inadecuada¹.

Estudios realizados indican que la calidad y cantidad de alimento vivo suministrados en el momento indicado ayudan a mantener el éxito en la cría de larvas, aún cuando las condiciones en que se desarrolle su cultivo no sean las mejores. Por lo anterior, el alimento vivo constituye un aspecto fundamental en cualquier instalación acuícola que pretenda producir juveniles y su importancia es decisiva para el éxito de la misma, sugiriendo que la alimentación de las larvas de peces marinos es la más compleja entre los organismos de cultivo, debido a que se requiere alimento vivo desde las primeras etapas post larvales y hasta el momento no ha sido posible sustituirlo por alimentos artificiales por requerir varios grupos y estadios de organismos en la cadena alimentaria.

Para las larvas de especies que no han desarrollado un estómago funcional al inicio de la alimentación exógena como las de la especie *Lutjanus*, el alimento vivo, es esencial para un crecimiento óptimo. En cambio, el crecimiento y la supervivencia son más bajos cuando en la primera alimentación se ofrecen alimentos artificiales en lugar de rotíferos y *Artemia*.

En las instalaciones de la Estación Acuícola de Bahía Málaga se pretende implementar una dieta a base de rotíferos del género *Brachionus* como fuente de alimento vivo eficiente para la alimentación de larvas de peces marinos en sus primeros días de eclosión, debido a su diminuto tamaño, su alta tasa de reproducción, su lenta velocidad en comparación con los depredadores y sobre todo por su contenido nutricional². Por lo anteriormente expuesto, la investigación evaluó la alimentación de larvas de pargo a base de rotíferos mediante la utilización de dos cepas del género *Brachionus*, *B. rotundiformis* y *B. plicatilis*, con el fin de disminuir las altas mortalidades que se presentan al inicio de la alimentación exógena.

¹ LAJONCHÉRE, L. y MOLEJÓN, O. Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América Latina y el Caribe: Diseño, Operación y Tecnologías: Alimento vivo. [en línea] Baton Rouge: The World Aquaculture Society, LA, 2001. 425p. Disponible en Internet, URL: <<http://WWW.WAS.ORG>>

² WATANABE, T. and KIRON, V. Prospects in larval fish dietetics. Aquaculture, Amsterdam, 1994, Vol. 124, No. 1(4), p. 223-251.

1. DEFINICIÓN Y DELIMITACIÓN DEL PROBLEMA

Según Arango, en Colombia el crecimiento de la piscicultura marina ha sido lento por factores como: mala calidad del agua, falta de tecnologías y estudios de la biología de peces. No obstante, esta actividad es una alternativa de producción pecuaria muy rentable al ser integrada a las actividades económicas de las zonas costeras³.

El mismo autor afirma que el alimento vivo constituido por el plancton (fitoplancton y zooplancton) es esencial durante el desarrollo larvario de peces, crustáceos y moluscos, constituyendo así un factor importante para el desarrollo de la actividad acuícola. La investigación orientada hacia el plancton como fuente de alimentación está en pleno desarrollo dado al interés que existe por la acuicultura, dirigida principalmente a las especies de importancia comercial como peces, moluscos y crustáceos en condiciones controladas.

Para la producción y alta supervivencia de larvas de pargo (*L. guttatus*) en sistemas de cultivo semi-intensivo e intensivo, se hace necesario evaluar las dos cepas como fuente de alimento vivo, para suplir los requerimientos de las larvas al inicio de la alimentación exógena por ser uno de los periodos más críticos en la larvicultura de peces.

³ ARANGO, M. Efecto de tres dietas con diferente contenido proteínico en la fase de alevinos a juveniles de tilapia roja (*Oreochromis mossambicus* albina x *Oreochromis niloticus*) Tesis de grado de Tecnólogo en Acuicultura. Cali: Universidad del Valle, 1997. p.15.

2. FORMULACIÓN DEL PROBLEMA

¿Cuál es el efecto de utilizar dos cepas de rotíferos *Brachionus rotundiformis* y *Brachionus plicatilis* como fuente de alimento vivo en el crecimiento y la sobrevivencia de larvas de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) (Steindachner, 1869)?

3. OBJETIVOS

3.1 OBJETIVO GENERAL

Evaluar las cepas de rotíferos *Brachionus rotundiformis* y *Brachionus plicatilis* como fuente de alimento vivo en larvicultura de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) en la Estación Acuícola Bahía Málaga, Buenaventura.

3.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Determinar la abundancia de cada cepa de rotíferos dentro de los estómagos de las larvas de pargo lunarejo.
- Establecer la cepa de rotíferos que permita obtener la mejor sobrevivencia en larvicultura de pargo lunarejo.
- Determinar la cepa de rotíferos que favorezca obtener el mayor incremento de talla durante la alimentación de pargo lunarejo.
- Calcular el porcentaje de larvas de pargo lunarejo con presas en el estómago.

4. MARCO TEÓRICO

4.1 BIOLOGÍA DEL PARGO LUNAREJO (*Lutjanus guttatus*) (Steindachner 1869).

Según Lajonchere y Hernández, la taxonomía del pargo lunarejo es la siguiente:

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
Género:	Lutjanus
Especie:	<i>Lutjanus guttatus</i>
Nombre Vulgar:	Pargo lunarejo, pargo mancha ⁴

4.1.1 Generalidades. Según Herrera, en el Océano Pacífico Colombiano existen diversas especies de la familia *Lutjanidae* de gran importancia comercial, como lo son *Lutjanus jordani*, *L. colorado*, *L. auratus*, *L. argentiventris* y *L. guttatus* (Steindachner 1869), este último conocido como pargo manchado o pargo lunarejo⁵.

4.1.2 Descripción de la especie. El Pargo lunarejo presenta una coloración que varía de rosado a amarillo, con líneas doradas o amarillentas en los extremos, colocadas en posición oblicua. La característica más notable es la presencia de una mancha negra debajo de la aleta dorsal, entre la octava espina y el tercer radio blando. Sus aletas pélvicas y anal son de color amarillento⁶.

⁴ LAJONCHÈRE, L. y HERNÁNDEZ, O. Op. cit. p. 68.

⁵ HERRERA, M. Desarrollo científico y tecnológico para el cultivo de pargos (*Lutjanus sp.*) en jaulas flotantes. México: Secretaría de pesca. Subsecretaría de fomento y desarrollo pesquero, Instituto de Acuicultura del estado de Sonora. 1994. p. 82.

⁶ Ibid., p. 82.

Según Yañez, el cuerpo del *L. guttatus* es alargado y comprimido con la región dorsal moderadamente alargada, hocico puntiagudo; boca grande casi horizontal, la mandíbula inferior ligeramente proyectada, el maxilar pasa levemente el margen anterior de la pupila; dientes en bandas viliformes, 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. Además, posee de 47 a 54 escamas en una serie longitudinal sobre la línea lateral, branquiespinas numerosas de 10 a 11 sobre la rama inferior del primer arco, la aleta dorsal tiene 10 espinas con 12 radios y la aleta anal tres espinas y ocho radios⁷ (Figura 1).

Figura 1. Pargo Lunarejo (*Lutjanus guttatus*) Steindachner 1869.



4.1.3 Distribución geográfica y hábitat. Según Rubio, el pargo lunarejo se distribuye desde el Golfo de California hasta el Perú. Este se encuentra frecuentemente a profundidades de 4,6 a 12 metros, no siendo común encontrarlos a profundidades mayores de 30 metros, se refugia principalmente en fondos rocosos, aunque suelen encontrarse en arrecifes y zonas arenosas; por lo que los juveniles se concentran en aguas someras y bahías protegidas, esteros y algunas veces en aguas dulces, la mayor actividad de esta especie es desplegada en las horas de la noche, durante el día se refugian entre las rocas,

⁷ 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.

las larvas y juveniles son comunes en zonas estuarinas aledañas a los manglares o en charcas intermareales⁸.

El mismo autor manifiesta que hoy en día son conocidas más de 240 especies distribuidas en 25 géneros, la mayoría de las cuales son apreciadas por su excelente carne. En el pacífico se han identificado 10 especies pertenecientes a tres géneros, siendo el *Lutjanus* el más abundante en este género con ocho especies. También afirma que 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 y atajos.

4.1.4 Tallas comerciales. Según Rojas, el pargo lunarejo se caracteriza por su importancia comercial a pesar que alcanza una longitud de 80,0 cm. El mismo autor establece, que esta especie gregaria, con una distribución espacial aleatoria dentro de un área que podría estar definida esencialmente por la distribución y demanda de alimento más que por algún comportamiento social se adapta fácilmente a condiciones de cautiverio y alimento artificial granulado⁹.

4.1.5 Ecología de la especie. El mismo autor manifiesta que, esta especie es un predador nocturno que se refugia en cuevas y grietas durante el día, aunque en ocasiones sale a incursionar durante las horas del día, en la noche se alimenta de crustáceos y cardúmenes de peces juveniles; a menudo la especie ha sido caracterizada como carnívora oportunista¹⁰.

De acuerdo con este autor, los peces anguiliformes son los más comunes y abundantes en la dieta de la especie; 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 anfípodos¹¹.

Dentro de las formas planctónicas encontradas en el contenido estomacal se incluyen copépodos, eufácidos y larvas de otros organismos no identificados; con respecto a los moluscos, se reportan gasterópodos pelágicos (pterópodos y heterópodos) y urocordados pelágicos. Los pargos se consideran completamente carnívoros y en su dieta claramente domina el alimento animal, sin embargo, en algunas ocasiones se ha reportado material vegetal en su tracto digestivo. Varios

⁸ RUBIO, E. Peces de importancia comercial para el pacífico colombiano. Cali: Centro de publicaciones. Universidad del valle, 1988. p.86.

⁹ ROJAS, Mario. Fecundidad y época de reproducción "pargo mancha" *Lutjanus guttatus* (Pisces:Lutjanidae) en el golfo de Nicaya. En: revista de biología tropical. Costa Rica: s.n.e., Vol. 3, No. 44. Julio, 1997. p. 447.

¹⁰ Ibid., p. 43.

¹¹ Ibid., p. 64

autores sugieren que este es ingerido accidentalmente al capturar su alimento rutinario¹².

4.1.6 Reproducción. Según Arellano, M. et al.¹³, los ejemplares de pargo lunarejo *L. guttatus* alcanzan la madurez sexual a los dos años de edad, presenta un desarrollo asincrónico de las gónadas y es un desovador parcial. Se ha determinado que los *Lutjanus* poseen una altísima fecundidad, presente todo el año aunque con dos periodos reproductivos principales (Marzo- Abril y Agosto- Noviembre). Como aspecto interesante, cabe resaltar que en los mares tropicales, las variaciones de temperatura oscilan entre los 4 y 6 °C, la luminosidad no varía sustancialmente durante el año y muchas de las especies poseen desoves fraccionados durante todo el año, de ahí que los periodos de crecimiento y de reproducción de todas las especies tropicales se relacionan con las épocas de lluvia y sequías.

Según Alonso e Ibarra¹⁴, en el caso de la reproducción en la zona tropical, las lluvias son uno de los factores que inician los eventos reproductivos, debido a que en esta época el agua y los alimentos variados se encuentran en mayores cantidades, lo que asegura la sobrevivencia de larvas y alevinos, además las lluvias están asociadas a cambios en la intensidad lumínica y a la temperatura.

Según Ocampo (1989)¹⁵, en el trabajo realizado sobre el crecimiento y ciclo sexual del *Lutjanus guttatus* en el Pacífico colombiano, se hacen las siguientes anotaciones sobre su biología reproductiva, “Los pargos lunarejos son organismos dioicos que presentan poco o ningún dimorfismo sexual. 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 durante gran parte del año. Se cree que cuando el *Lutjanus guttatus* alcanza tallas entre 20 y 24 cm longitud estándar (tallas poco frecuentes en zonas estuarinas) inicia una migración mar afuera para su reproducción y el desove podría coincidir con picos

¹² PARRISH, J. The trophic biology of snappers and groupers. In: Tropical snappers and groupers. Biology and fisheries management, Boulder, Colorado. Weistview Press. 1988. p 65.

¹³ ARELLANO, M. et al. Ciclo reproductivo del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869) en las costas de Guerrero, México. En: Revista de Biología Marina y Oceanografía, México: Vol. 36, N° 1 (Septiembre, 2001). Disponible en Internet, URL: <http://www.revbiolmar.cl/resúmenes/v361/361-1.pdf>

¹⁴ ALONSO, J. e IBARRA, S. Ensayos de reproducción inducida en el mapurito *callophysus macropterus*, 1819 (Siluriformes, Pimelodidae). Trabajo de grado (Biólogo Marino). Bogotá, Colombia: Fundación Universitaria de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Facultad de Biología Marina. 1991. p. 21.

¹⁵ OCAMPO, P. y Rubio, E. Fomento a la pesca artesanal de camarones y peces en jaulas flotantes, una alternativa a la pesca artesanal, comunidad de la Plata. Corporación Valle del Cauca. CVC, Informe final. 1989. p.6.

de fuerte pluviosidad. Con respecto a la fecundidad los pocos análisis efectuados muestran una especie de gran fecundidad con una estrategia típica “r” (gran cantidad de gametos sin cuidado parental)”.

4.2 IMPORTANCIA NUTRICIONAL DEL ALIMENTO VIVO

Según Watanabe¹⁶, en la acuicultura el alimento vivo es el grupo de organismos que componen el plancton (fitoplancton y zooplancton), el cual constituye la unidad básica de producción del material orgánico en los ecosistemas acuáticos, de allí que la importancia del plancton en piscicultura marina es mayor durante las fases de larvicultura y alevinaje, siendo su importancia independiente de la estrategia alimenticia del pez durante su vida adulta. Por regla general, después de la absorción del saco vitelino, el inicio de la alimentación exógena de la larva estará constituido de organismos planctónicos, siendo demostrada la esencialidad de organismos vivos como alimento inicial para postlarvas de peces, prácticamente todas las especies se alimentan de éstos durante su fase de postlarva.

De acuerdo con Herrera¹⁷, un alimento de alto valor nutritivo precisa ser rico, principalmente, en aminoácidos y ácidos grasos esenciales, dentro de otros elementos que favorecen el crecimiento y la sobrevivencia de las diferentes especies a ser cultivadas.

Según Prieto M¹⁸, la composición bioquímica del alimento vivo es importante para los peces, por contener la mayoría de los elementos nutritivos que además de garantizar la sobrevivencia y el óptimo desarrollo de las postlarvas, servirá como base para la formulación de dietas experimentales para peces, debido a sus contenidos en ácidos grasos esenciales, altos niveles de proteína de excelente calidad, fuentes importantes de vitaminas, minerales y enzimas necesarias para el crecimiento y sobrevivencia de las mismas; otras de las características que justifican su empleo en la larvicultura de peces, son sus bajos efectos sobre la calidad del agua en concentraciones adecuadas y el gran estímulo del comportamiento predatorio que despierta en la larva por su movilidad natural. Por lo tanto, en los países en donde se practica con éxito la acuicultura, la producción de Artemia, microalgas, rotíferos, copépodos y cladóceros, son prácticas de rutina en sistemas de cultivo semi intensivos e intensivos con alta sobrevivencia de organismos. El valor nutricional del alimento vivo es variable en función del tamaño, alimento usado en su cultivo, digestibilidad y composición química de las diferentes especies¹⁹.

¹⁶ WATANABE, T. Nutritional quality of living feeds used in seed production of fish. Proc. 7th Japan-Soviet Joint Symp. Tokyo: Aquaculture center. 1979. p. 12.

¹⁷ HERRERA, M. Op. cit. p. 81.

¹⁸ PRIETO M. Zooplancton en la larvicultura de peces neotropicales. En: Memorias. V Seminario Internacional de Acuicultura. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, 2005. p. 16

¹⁹ Ibid., p 24.

La composición de ácidos grasos varía considerablemente de acuerdo con el alimento vivo empleado, son considerados una fuente de EPA y fuente exógena de importantes enzimas digestivas que mejoran la digestibilidad de las presas cuando el intestino de las larvas no es completamente funcional y favorecen el cambio del consumo de alimento vivo al concentrado artificial, mejorando su condición general y elevando los niveles de resistencia a enfermedades²⁰.

Según Sipaúba²¹, para que un alimento sea ingerido o seleccionado de forma satisfactoria por las larvas son importantes los siguientes aspectos:

- ❖ **Tamaño y densidad de alimento:** debe ser adecuado para el tamaño de la boca del organismo a ser cultivado (el diámetro de la boca varía según la especie).
- ❖ **Movilidad y capacidad de flotación:** debe tener movimiento, la velocidad de caída debe ser mínima.
- ❖ **Valor nutricional:** debe atender las exigencias nutricionales de las especies a ser alimentadas.
- ❖ **Fácil digestión y absorción:** debe ser digerible y fácilmente absorbido, con alta digestibilidad.
- ❖ **Coloración:** debe ser preferentemente colorido, facilitando la visualización en la captura.

Según Castro, et al.²², la captura del alimento comienza cuando las larvas de las especies en cultivo terminan de consumir las reservas vitelinas, las cuales son las reservas de energía que alimentan al embrión por varios días. El punto crítico en la larvicultura está entre la terminación del vitelo y la captura del primer alimento. Estadísticamente se tiene conocimiento de que es la etapa larvaria donde se presenta la mayor mortalidad, porque en este periodo las especies son más vulnerables a las condiciones del medio, a las enfermedades y al alimento, ya sea vivo o inerte.

El mismo autor afirma que el alimento vivo tiene cualidades que no tiene un alimento inerte, como es el movimiento, que estimula a ser atrapado por el predador, el color, que es atractivo para su captura y la calidad nutritiva ya que son indispensables para la nutrición y crecimiento de la especie, por otra parte el alimento vivo tiene la cualidad de no afectar la calidad del agua, debido a que este es consumido antes de que llegue al fondo de los tanques, sin causar ningún tipo de descomposición, a diferencia del alimento inerte, que si no tiene buena flotabilidad se iría al fondo donde se descompone afectando las condiciones del medio de cultivo, causando la mortalidad de los animales.

²⁰ SIPAÚBA, L. e ROCHA, O. Produção de plancton (fitoplancton e zooplancton) para alimentação de organismos acuáticos. Sao Pablo, Brasil: Rima Editora. 2003 p. 106.

²¹ Ibid., p. 54

²² CASTRO, T. et al. Alimento vivo en la Acuicultura. Departamento el hombre y su Ambiente. Bélgica. FAO. 1996. p.16.

4.3 CULTIVO DE ZOOPLANCTON

Según Prieto²³, uno de los métodos más empleados para el cultivo de zooplancton es el mesocosmo, un sistema de cultivo cerrado, con un volumen de agua que puede oscilar entre 1 a 10.000 m³; en el cual se desarrolla un ecosistema pelágico constituido por múltiples especies de alimento natural, relacionados en cadena desde fitoplancton y zooplancton. A pesar de no ser fácil de manejar, es una excelente alternativa para incrementar la calidad y supervivencia de las larvas, dado que proporcionan a estas gran cantidad, variedad de presas pequeñas (nauplios) de excelente perfil bromatológico en cuanto al contenido de ácidos grasos poliinsaturados y aminoácidos se refiere, el zooplancton está compuesto predominantemente por protozoos, rotíferos y crustáceos, siendo los rotíferos un alimento vivo indispensable en la primera alimentación debido a su pequeño tamaño, su alta tasa de reproducción, su lenta velocidad en comparación con los depredadores y sobre todo por su contenido nutricional (Figura 2).

Figura 2. Sistema de mesocosmos



4.4 BIOLOGÍA DE ROTÍFEROS.

Según Watanabe²⁴, en la década de los 60's los rotíferos empezaron a considerarse seriamente como una alternativa de alimentación en acuicultura por sus características de desarrollo, facilidad de cultivo y aporte nutricional, una de las especies seleccionadas para su uso es *Brachionus plicatilis*. El mismo autor afirma, que actualmente se conocen unas 1500 a 2000 especies de rotíferos repartidos en las aguas dulces de todo el mundo, e incluso hay rotíferos de agua salada; el nombre de rotífero proviene del latín rota (rueda) y ferre (llevar) en referencia a su aparato succionador, la corona, que recuerda una corona real o una sierra dentada circular, la corona está compuesta de cilios que

²³ PRIETO, M. Op. cit. p. 32

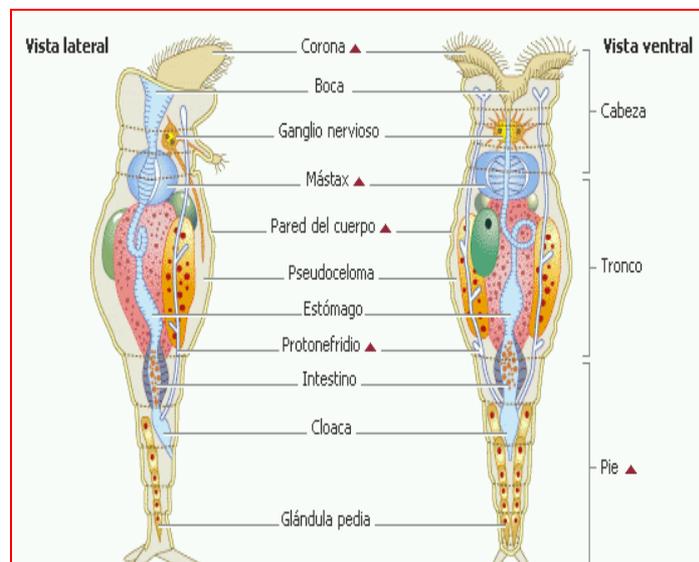
²⁴ WATANABE, T. Op. cit. p 45.

al moverse crean pequeñas corrientes que atraen las partículas del entorno hacia ella, de la corona pasan a una faringe y de ésta al aparato masticador denominado mástax, donde se trituran las partículas succionadas, para después ser digeridas en el estómago y finalmente excretados los residuos por la cloaca, la corona también la utilizan para desplazarse por el agua a modo de turbohélice; en el extremo opuesto a la corona se distingue un pie (generalmente un par de pies) con el cual pueden aferrarse al sustrato (Figura 3).

En la mayoría de especies los machos son escasos, de forma que la reproducción por partenogénesis es bastante común. Además existe un marcado dimorfismo sexual por que los machos existentes suelen tener el aparato digestivo atrofiado y su existencia se reduce a la producción de esperma; la vida útil de una hembra suele ser de una a dos semanas²⁵.

Según Watanabe²⁶, en el phylum rotífera se encuentran especies muy importantes objeto de estudio de zoólogos y ecólogos, son organismos enormemente activos considerados depredadores en el mundo del plancton por consumir altas concentraciones de microorganismos, por tener una alta tasa de reproducción y su afloramiento abate rápidamente la concentración de oxígeno en el medio. Es por ello que su localización en los ambientes acuáticos permite indicar la presencia de materia orgánica (medios eutróficos).

Figura 3. Esquema de la anatomía externa e interna de un rotífero.



Encarta Microsoft 2007.

²⁵ WATANABE, T. Op. cit. p. 78.

²⁶ WATANABE, T.; KITAJIMA, C. and FUJITA. Nutritional values of live organisms used in Japan for mass propagation of fish: Japan: Aquaculture center, 1983. p 96.

Algunas especies son xerobiontes, es decir sus huevos fertilizados se enquistan y crean formas de resistencia capaces de sobrevivir a los períodos de sequía y desecación en los que el hábitat acuático desaparece por motivos estacionales, al ser rehidratados emergen rápidamente (en menos de dos horas) como organismos con capacidad natatoria, algunas especies producen un derivado del azúcar trehalosa con el que crean una sustancia gelatinosa que ayuda a resistir a la falta de agua ambiental²⁷.

4.4.1 Taxonomía de rotíferos *Brachionus*

Según Flossner, la clasificación taxonómica para rotíferos del Género *Brachionus* es la siguiente:

Phylum:	Nemathelminthes o Aschelminthes
Clase:	Rotatoria
Orden:	Monogononta
Familia:	Brachionidae
Género:	Brachionus ²⁸

4.4.2 Reproducción de rotíferos. Según Cano²⁹, el ciclo de vida de *Brachionus* presenta dos modos de reproducción, durante la partenogénesis las hembras amícticas producen huevos amícticos (diploide, cromosomas 2n) los que se desarrollan nuevamente en hembras amícticas. Esta es la manera más rápida de reproducción y por lo tanto la más importante para la producción intensiva de rotíferos, sin embargo el ciclo de vida puede volverse en reproducción sexual más complicada por condiciones ambientales desfavorables. Durante la reproducción sexual las hembras míticas y amícticas son producidas, aunque ambas no son morfológicamente diferentes, las hembras míticas producen huevos haploides (n cromosomas), y las larvas que son incubadas fuera de estos huevos míticos infértiles se desarrollan en diminutos machos haploides (Figura 4).

El mismo autor manifiesta, que los machos son aproximadamente un cuarto del tamaño de la hembra; ellos no poseen tracto digestivo ni vesícula, pero tienen un sobredimensionado testículo maduro lleno de esperma. Los huevos míticos que eclosionarán en machos son significativamente menores en tamaño, mientras que los huevos míticos fertilizados son más grandes y consisten de una capa externa gruesa y débilmente granulada, estos son los huevos latentes y únicamente eclosionarán hembras amícticas bajo cambios repentinos en las

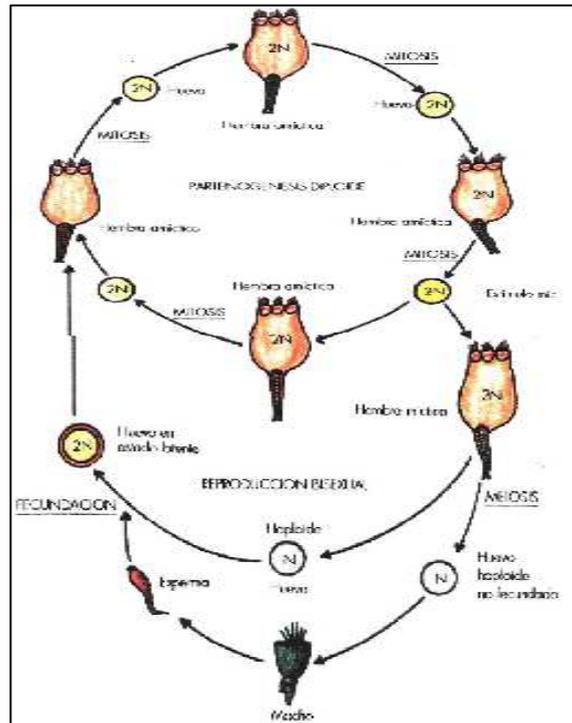
²⁷ Ibid., p. 52

²⁸ FLOSSNER, Manual para la producción y uso de organismos zooplantónicos. 1972. Disponible en internet. URL:[http://www.cenaim.espol.edu.ec/publicaciones/ Artemia/ 2-4 y 8-12.pdf](http://www.cenaim.espol.edu.ec/publicaciones/Artemia/2-4%20y%208-12.pdf).

²⁹ CANO, Amado. Cultivo de larvas de pargo de la mancha *Lutjanus guttatus* utilizando rotíferos cultivados y colectados en estanques. Laboratorio Achotines. República de Panamá: s.n.e, 1997. p. 10.

condiciones ambientales. Estos pueden ser originados por cambios en las condiciones climatológicas eventualmente provocando variaciones en la temperatura, salinidad o en las condiciones alimenticias.

Figura 4. Ciclo reproductivo de los rotíferos.



PRIETO, M. Op. cit. p. 12.

4.4.3 Cultivo de rotíferos. Según Watanabe³⁰, en la producción artificial de larvas de peces marinos y estuarinos, los rotíferos son el primer alimento que generalmente se suministra, así mismo su cultivo es un elemento crítico e indispensable en la cría de la mayoría de las especies de peces por lo que ha sido un factor clave en el desarrollo de la producción masiva de juveniles a partir de 1965, año en que se confirmó su valor como alimento en la cría de *P. auratus* y se ha utilizado con éxito desde entonces en decenas de especies.

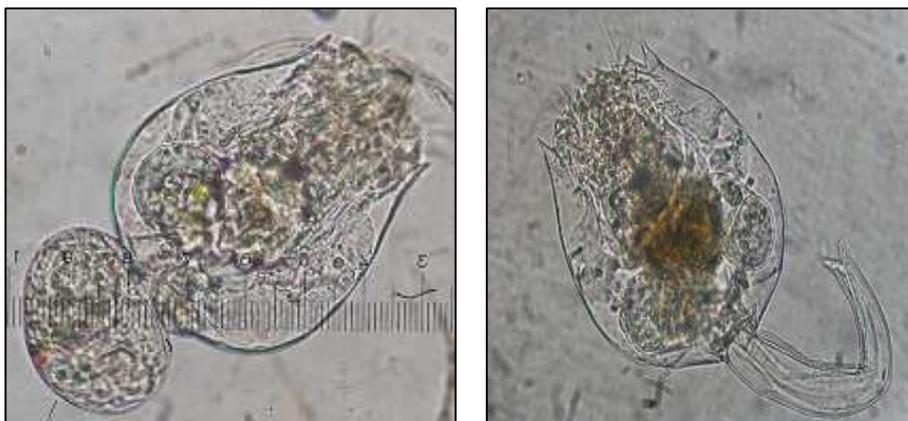
En consecuencia, actualmente se reconocen varias especies y cepas de rotíferos, entre las más utilizadas se destacan *Brachionus rotundiformis*, anteriormente conocido como tipo "S" (100 - 230 µm) (Figura 5) y *B. plicatilis*, conocido como tipo "L" (130 - 340 µm), las cuales difieren en cuanto a la temperatura óptima y tasa de crecimiento (Figura 6); los primeros se utilizan generalmente para las primeras etapas de alimentación de las larvas de muchas

³⁰ WATANABE, T.; KITAJIMA, C. and FUJITA. Op. cit. p. 74.

especies y se necesitan densidades dos o tres veces superiores a las que se emplean con los segundos los cuales se aprovechan a continuación en la programación de alimentación.

Figura 5. *B. rotundiformis*.

Figura 6. *B. plicatilis*.



4.4.3.1 Factores que intervienen en el cultivo y su influencia. Para el cultivo de *B. rotundiformis* se recomienda un intervalo de temperaturas de 28 a 34 °C con un 250% de crecimiento, mientras que para *B. plicatilis* es 18 a 25 °C para que crezcan a razón de 170% como máximo a 25 °C.

De acuerdo a las cepas de rotíferos puede variar el intervalo de salinidad óptimo, los mejores resultados en los cultivos se obtienen de 20 a 25‰, con dilución de agua dulce aumenta el número de hembras y la producción de huevos. Según estudios realizados por Watanabe³¹, encontró que en *B. rotundiformis* hay niveles más altos de PUFA (n-3) a salinidades bajas de 15 a 20‰, para el tipo SS la salinidad óptima fue de 10 a 20‰.

El mismo autor manifiesta, que el intervalo más amplio de pH descrito es 5 a 9, pero los mejores resultados se obtienen con pH entre 7,5 y 8,5 para la producción de rotíferos utilizados en alimentación de juveniles de peces estuarinos.

En cuanto al amonio no ionizado (NH₃) es el compuesto nitrogenado más dañino, con una correlación directa entre altas concentraciones de éste y bajas densidades de rotíferos en los cultivos masivos, lo cual afecta la producción de huevos y la actividad natatoria; se ha recomendado que las concentraciones de amonio total sean menores de 10 ppm y las del amonio no ionizado que no excedan de 0,5-1,0 ppm. Los niveles de oxígeno disuelto de 3,0 a 8,0 ppm son

³¹ Ibid., p. 53

aceptables, aunque el óptimo está entre 5,0 y 7,0 ppm alimentados con *Nannochloropsis oculata*, los rotíferos alimentados con microalgas necesitan menos aireación, porque el alga produce O₂; con levadura las bacterias que se asocian consumen mucho oxígeno, por lo que se necesitan entre 60 - 100 L/min/m³ en un cultivo que sea alimentado con levadura³² (Tabla 1).

Tabla 1. Parámetros de cultivo de rotíferos del Género *Brachionus*.

Salinidad	Bajo 35 ‰ idealmente
Temperatura	20 a 25 °C
Oxígeno disuelto	100 % saturación (> 2 mg / l)
pH	> 7,5 a 8,3

WATANABE, T, et al. p. 96

Según Watanabe³³, recomienda la introducción de vitaminas, en particular la vitamina B12, la vitamina A y la vitamina E, para el incremento de la fecundidad y el crecimiento.

El mismo autor manifiesta, que la presencia de los ciliados es nociva, un cultivo con estos organismos puede mantenerse por algunos días en explotación, pero no será de los más productivos y al final irremediablemente se pierde, la concentración de ciliados aumenta si la temperatura es elevada y si el sistema de cultivo es semi-continuo o si se está suministrando levadura. La contaminación por ciliados puede controlarse adicionando al medio de cultivo 20 a 30 ppm de formalina un día antes de inocular los rotíferos.

Así mismo la aireación debe ser moderada para evitar el desprendimiento de huevos en hembras ovígeras y la formación de espuma en medios con abundante detrito, reteniendo a los rotíferos en la superficie ocasionando la muerte de estos por desecación, para los cultivos de cosecha total se recomienda un inóculo fuerte, entre 50 - 200 rotíferos/ml y en cultivos semi-continuos de 10 - 50 rot/ml³⁴.

Al usar levaduras, los recipientes deben ser cilíndricos con la aireación suspendida del fondo para que el detrito pueda sedimentarse y extraerse diariamente. Además los tanques deben ser de superficies lisas y colores claros, preferiblemente blancos, para favorecer el crecimiento de las microalgas³⁵.

³² Ibid., p. 48

³³ Ibid., p. 48

³⁴ Ibid., p. 52-57

³⁵ Ibid., p. 55

La producción masiva del rotífero *Brachionus rotundiformis* se inició en Japón alrededor de los años 60's, estos se cultivaron inicialmente transfiriéndolos de un estanque a otro de *Chlorella* con una densidad de 10 a 20 × 10⁶ células/ml, por lo impráctico de la técnica se iniciaron una serie de investigaciones tratando de encontrar el método adecuado para la producción continua de rotíferos, sin depender de los cultivos masivos de *Chlorella sp.* y otras microalgas; una de éstas propuso el uso de la levadura de pan (*Saccharomyces cerevisiae*) como alimento³⁶.

El mismo autor manifiesta, que ésta técnica resolvería la producción de rotíferos, para obtener densidades muy altas de más de 100 rot/ml, después de la publicación de estos resultados, otros investigadores se interesaron en estudiar la composición química de los rotíferos alimentados con diferentes microalgas y levaduras.

Se realizaron investigaciones en cuanto al aporte nutricional de los rotíferos en el cultivo de larvas de peces y se observó que en las larvas alimentadas con rotíferos producidos a partir de la dieta de levadura o la mezcla 95% levadura y 5% *Chlorella sp.* ocurrían altas mortalidades, se identificó la causa como un desbalance nutricional en cuanto a los ácidos grasos esenciales, otras investigaciones aportaron la utilización de una levadura mejorada con ácidos grasos altamente insaturados, la cual recibe el nombre de "Levadura Omega"³⁷.

Para fines prácticos, la producción masiva de microalgas y la utilización de levadura de pan aportan buenos resultados en la producción masiva de larvas de peces y otros invertebrados, tomando en cuenta que esta utilización permita un enriquecimiento de los cultivos de zooplancton llamado "tratamiento verde", (6 a 12 h en un cultivo de microalgas) después de haber obtenido una alta densidad con levadura por tres a cuatro días (pueden ser obtenidos más de 100 rot/ml).

Esto permite que el zooplancton obtenga la concentración necesaria de ácidos grasos y aminoácidos esenciales para el buen desarrollo de las diferentes especies de invertebrados y peces producidos mediante esta técnica³⁸.

4.4.3.2 Importancia del cultivo de *Brachionus plicatilis*. Las principales ventajas que ofrece el cultivo de *Brachionus plicatilis* son: tolerancia a rangos amplios de temperatura y salinidad y diferentes alternativas prácticas de cultivo masivo, su pequeño tamaño (130–340 µm), lo que permite a las larvas de peces y crustáceos ingerirlos cuando todavía no pueden ingerir nauplios de *Artemia*, su fácil y barata alimentación con diferentes especies de fitoplancton, levaduras y dietas artificiales, su alta velocidad de reproducción bajo condiciones óptimas de

³⁶ Ibid., p. 61

³⁷ Ibid., p. 50

³⁸ LAJONCHÈRE, L. y HERNÁNDEZ, O. Op. cit. p.60.

cultivo, pudiendo duplicarse la población en menos de 24 horas, lo que permite obtener altas densidades³⁹.

El mismo autor afirma que en cuanto a su contenido nutricional, como ya se mencionó anteriormente *B. plicatilis* ofrece la gran ventaja de incrementar su contenido nutricional en relación a su dieta. Para el buen manejo de la población de rotíferos en cultivo, es recomendable el uso de ecuaciones sencillas, que permitan conocer la concentración adecuada de alimento y la tasa de reproducción y fecundidad, factores que indican el buen desarrollo del cultivo, que controlados permiten el establecimiento de cultivos continuos y densos para su uso como alimento vivo⁴⁰.

4.4.3.3 Sistemas de cultivo para rotíferos. El mismo autor manifiesta, que los sistemas de cultivo de rotíferos más usados actualmente son el de cosecha total y el semicontinuo o de cosecha parcial (Figura 7), pueden encontrarse aplicados con múltiples modificaciones y combinaciones atendiendo a los requerimientos productivos, los tipos de tanques que se empleen, el tipo de alimento de que se disponga, e incluso a las características climatológicas.

Figura 7. Sistema de cosecha total o parcial de rotíferos *Brachionus*.



Según Lajonchère y Molejón, en Japón los centros comerciales usan mucho el sistema de cosechas parciales con tanques de grandes dimensiones (40 a 200 m³), con filtros en algunos casos basándose en el uso masivo de microalgas, mientras que a pequeña escala (1 a 20 m³) se aplica más el sistema de cosecha

³⁹ Ibid., p. 35

⁴⁰ Ibid., p. 55-57.

total por ser más efectivo, pero más laborioso y consumidor de tiempo. En Cuba los mejores resultados se han logrado con el método de cosecha total que resulta ser muy laborioso, pero más productivo y confiable que el semi-continuo, los cultivos continuos también son aplicados en la cría de rotíferos, pero son los menos usados a pesar de que su productividad es superior (3.000 rot/ml); el sistema es más seguro en términos de contaminación y el producto es de alta calidad, por trabajar con condiciones estrictas, aunque es el más costoso⁴¹.

El mismo autor manifiesta que, las temperaturas altas favorecen la reproducción de los rotíferos *B. rotundiformis* y por el contrario, las bajas lo afectan, por lo que en invierno deben usarse calentadores de inmersión en los tanques exteriores para lograr una temperatura aproximada de 27 a 28 °C. La cosecha se debe realizar con varias bombas sumergibles plásticas 20 a 40 L/min, cuyo bombeo se dirige a colectores de zooplankton que pueden ser tanques plásticos de unos 100 L, con incisiones rectangulares en las paredes y malla sintética de 40 a 45 µm pegada, aireación en las paredes con manguera de PVC transparente perforada para que los organismos no obstruyan la malla.

4.4.4 Alimentación de rotíferos. Según Cano⁴², los rotíferos del género *Brachionus* como filtrador no selectivo, pueden ingerir partículas de alimento de 20-30 µm. En la naturaleza consumen microalgas, bacterias, levaduras y protozoarios. Los animales cultivados se alimentan con algas unicelulares, la *Nannochloropsis* y la *Tetraselmis sp.* son utilizadas en el cultivo de rotíferos (Figura 8).

Figura 8. Alimentación de rotíferos en tanques masivos con microalgas *Tetraselmis sp.*



⁴¹ Ibid., p. 61

⁴² CANO, Amado. Op. cit. p. 7.

4.4.5 Cosecha de rotíferos. Según Watanabe⁴³, cada colector va sumergido dentro de un tanque de mayor diámetro y menor altura, para que permita el reboso del agua. Cada 1.000 L de cultivo cosechado debe extraerse el contenido del colector y lavarse con abundante agua para remover metabolitos, detrito, etc., que no deben ser introducidos en el tanque de cría de larvas. Otro tipo de colector para rotíferos basado en un doble filtro de malla (una de 250 a 300 μm y otra de 50 μm) acoplado en el interior de un tanque de gran capacidad sobre ruedas para facilitar su traslado a las incubadoras de enriquecimiento.

4.4.6 Enriquecimiento de rotíferos. El mismo autor manifiesta que, los rotíferos se pueden enriquecer con una variedad de componentes activos, el componente activo debe ser presentado en forma accesible lo que significa que para el rotífero partículas con tamaño inferior a 20 μm o gotas de aceite emulsificadas en el agua con un diámetro alrededor de 1 μm , el proceso de enriquecimiento se efectúa en un medio fresco después de la cosecha con parámetros fisicoquímicos similares a los del cultivo en exteriores o en masivos (Figura 9).

Figura 9. Enriquecimiento de rotíferos a base de ácidos grasos poli insaturados de protein HUFA.



Una vez cumplido el método de enriquecimiento se procede a la colecta de los rotíferos de la incubadora en un tamiz de 60 micras manteniendo el protocolo de cosecha anterior para ser suministrados a las larvas (Figura 10).

4.5 LARVICULTURA DE PARGO LUNAREJO

El período larval comprende el pre-larval y el post-larval, este estado es el de permanencia en las instalaciones de larvicultura y tienen una duración

⁴³ WATANABE, T.; KITAJIMA, C. and FUJITA, S. Op. cit. p 34.

aproximada de uno a tres meses según la especie. Numerosos estudios se han dedicado a la secuencia y definición de los estadios de desarrollo de los peces. Es importante conocer la edad y talla a cada estadio, incluyendo la transformación o metamorfosis a juvenil por los cambios marcados en la morfología, la fisiología, ecología y el comportamiento⁴⁴ (Figura 11).

Según Goldan⁴⁵, la larvicultura se divide en las siguientes etapas:

Etapa I. Crecimiento inicial acelerado con una rápida utilización del vitelo.

Etapa II. Crecimiento lento por ser la de transición a la alimentación exógena. Utilizan los restos del vitelo, las gotas de grasa y el nuevo alimento ingerido. Inicio de la locomoción.

Figura 10. Cosecha de rotíferos enriquecidos.



Etapa III. Crecimiento ligeramente más rápido después de establecerse la alimentación exógena a base de rotíferos enriquecidos.

Etapa IV. Crecimiento ligeramente exponencial, alimentación eficiente y locomoción basada en la alimentación con nauplios de Artemia.

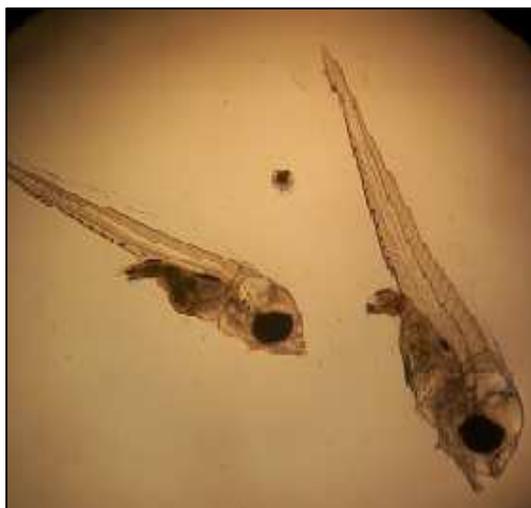
⁴⁴ LAJONCHÈRE, L. y HERNÁNDEZ, O. Op. cit. p. 224.

⁴⁵ GOLDAN, O.; POPPER, D. and KARPLUS, I. Management of size variation in juvenile gilthead sea bream (*Sparus aurata*): I. Particle size and frequency of feeding dry and live food. USA: s.n.e.1997. p. 185.

Las diferencias de tallas con la edad han sido analizadas por diversos autores entre ellos Hecht y Pienaar⁴⁶ y se pueden resumir en:

- Diferencias genéticas en el potencial de crecimiento entre los individuos.
- Éxito diferente en la primera alimentación, lo que causa un mayor desarrollo desde el inicio en algunas larvas y por tanto incrementan su crecimiento a una tasa más rápida.
- Interacciones competitivas entre individuos en los tanques de larvicultura.
- Ausencia de partículas alimenticias uniformes y óptimas.

Figura 11. Larvas de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*).



Durante los primeros días de vida, se presentan las mayores mortalidades en las larvas, lo cual tiene que ver principalmente con el tamaño del alimento vivo suministrado y con el valor nutricional del mismo, aunque tradicionalmente a las larvas de los peces marinos se les da de comer inicialmente rotíferos (*Brachionus rotundiformis*) de tamaño pequeño (cepa S, 100-240 μm), ya que éstos se producen fácilmente a nivel masivo, otros de los factores que se correlacionan con las altas mortalidades son el desarrollo de ciertos órganos y a cambios fisiológicos, esta etapa de mortalidades masivas se las conoce como periodos críticos⁴⁷.

⁴⁶ HECHT, T. and PIENAAR, A. A review of cannibalism and its implications in fish larviculture. In Journal of the World. USA: Aquaculture. Society, vol.24, No.8(September, 1993). p.250.

⁴⁷ Ibid., p. 188

4.5.1 Desarrollo larval. Damas, et al.⁴⁸ manifiestan, que al momento de la eclosión en *L. guttatus*, el saco vitelino y la gota de aceite están proyectados por delante de la región cefálica. Según el mismo autor, la larva se ubica verticalmente en el agua de acuerdo con la posición de la gota de aceite, llegando a verse larvas con cuatro gotas oleosas, las larvas recién eclosionadas presentan una distribución de pigmentos, posición del saco vitelino y otras características, como lentes ópticos y ausencia de cavidad bucal. Por lo tanto se puede afirmar que el desarrollo larval de los pargos es típico y similar al de todos los teleósteos pelágicos.

Querales⁴⁹ corrobora que las larvas recién nacidas son distintas a los peces adultos. No tienen boca, tubo digestivo, ano, branquias, ni vejiga hidrostática. La vesícula vitelina les facilita el material y la energía que necesitan para crecer y desarrollarse. El vitelo es un alimento de reservas de excelente calidad.

El mismo autor asegura que la boca y el tubo digestivo se desarrollan a medida que va disminuyendo progresivamente la vesícula vitelina. El tiempo que las larvas tardan en utilizar alimento exterior varía según la especie y dependen del tamaño de la vesícula vitelina. Puede ser un solo día, para algunas especies y tres a cuatro días o más para otras.

Según Sierra⁵⁰, en los ovocitos fertilizados y en larvas de pargo lunarejo se identifican los siguientes eventos relevantes: la formación del embrión temprano entre las 7 y las 10 horas (Figura 12), la eclosión que se presenta alrededor de las 18 horas, la apertura de la boca a partir de las 66 horas y a partir de las 72 horas (3 días post eclosión) con un tamaño de boca estimado entre 120 - 150 micras las larvas comienzan a ingerir el alimento.

Según Doi, M. y Singhagraiwan, T. citados por Sierra⁵¹, se han identificado dos períodos críticos de altas mortalidades en la cría larvaria de *Lutjanidos*, son los días 3 a 7 y 18 a 28, esto puede estar relacionada con la baja reserva energética presente en el glóbulo de aceite de la larva en el momento de iniciar la alimentación exógena. Lo anterior indica que es imprescindible proveer a las larvas con alimento exógeno apropiado rápidamente antes de que la reserva del glóbulo de aceite se agote, este tiempo puede no ser mayor a 12 horas después

⁴⁸ DAMAS, T. et al. Desarrollo embrionario y prelarval del caballero (*Lutjanus griseus* Linne 1758). En: Revista Cubana de investigaciones pesqueras. Cuba: s.n.e., Vol. 3, No. 4 (Julio, 1978), p. 25.

⁴⁹ QUERALES, D. Descripción del desarrollo embrionario y larval del *paralabrax dewegeri* Metzelaar, 1919 (pises: Serranidae). Trabajo de grado (Licenciado). Boca de Rio, Venezuela: Universidad del Oriente. 2001. p. 71.

⁵⁰ SIERRA, Juan. Inducción hormonal (HCG) al desove y larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* como alternativa de diversificación para la maricultura en el Pacífico colombiano. Corporación Centro de Investigación de la Acuicultura de Colombia – CENIACUA. Revista Electrónica de Ingeniería en Producción Acuícola. año II, vol. 2, 2007. p. 54

⁵¹Ibid. p 51.

de que las larvas están aptas para recibir alimento. Durante el segundo período crítico de los días 18 a 28, la alta mortalidad ha sido asociada a deficiencias nutricionales en el alimento suministrado, a la imposibilidad de adaptación de cierta cantidad de larvas a los cambios morfológicos previos a la metamorfosis y al canibalismo (Figura 13).

Figura 12. Ovocitos fertilizados de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*).

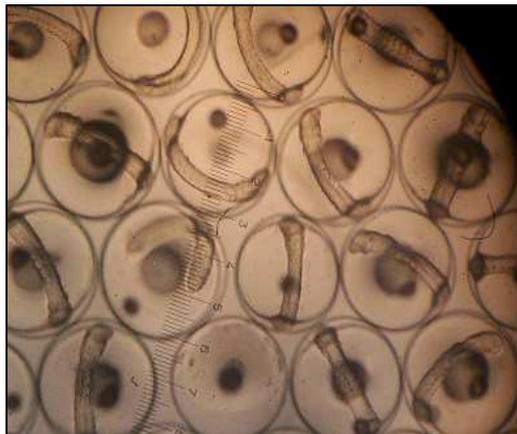


Figura 13. Larva en desarrollo.



Los anteriores autores también sugieren que es importante efectuar una secuencia, empezando con rotíferos pequeños y siguiendo con más grandes durante las primeras dos semanas, así como con la provisión frecuente de alimento enriquecido con HUFA (Figura 14).

Figura 14. Rotíferos *Brachionus*.



Según Lajonchere⁵², también es de gran importancia tener en cuenta los parámetros fisicoquímicos ideales para la larvicultura de pargo lunarejo manteniendo una temperatura entre 25 y 27 °C, un oxígeno disuelto de 6 a 7 mg/L, una salinidad de 27 - 30 ‰, un pH de 7,0 a 7,5 y un amonio de 0,0 a 0,4 mg/L.

⁵² LAJONCHÈRE, L. y HERNÁNDEZ, O. Op. cit. p. 128.

5. DISEÑO METODOLÓGICO

5.1 LOCALIZACIÓN

El ensayo se realizó en la Estación Acuícola Bahía Málaga que se encuentra ubicada en la región central de la Costa Pacífica colombiana al costado izquierdo de Bahía Málaga - Buenaventura, departamento del Valle del Cauca con latitud 4°05' N y longitud de 71°21' W, clima ecuatorial cálido húmedo, temperatura ambiente de 30 °C, precipitación pluviométrica de 2 650 mm anuales y humedad relativa entre el 80 y 85% (Figura 15).

Figura 15. Mapa ubicación de Bahía Málaga Buenaventura (Valle).



5.2 INSTALACIONES, EQUIPOS E INSUMOS.

5.2.1 Instalaciones. La Estación Acuícola de Bahía Málaga cuenta con una infraestructura física de producción e investigación de 933 m² que corresponden

a laboratorios, oficinas, habitaciones, sala de maduración de reproductores y desoves.

La larvicultura se desarrolló en un área de 63 m², donde se disponía de quince tanques de fibra de vidrio con capacidad de 1000L cada uno, para la ejecución del proyecto se emplearon nueve (Figura 16); esta área dispone de líneas de aireación generadas a través de un Blower de 2 HP, y tubería de PVC para la conducción de agua desde el reservorio de 100 m³ hasta el laboratorio.

Figura 16. Laboratorio de larvicultura Estación Acuícola de Bahía Málaga, Buenaventura.



5.2.2 Materiales

- ❖ Portaobjetos y cubreobjetos
- ❖ Beakers de volúmenes 80 - 200 ml
- ❖ Pipetas 10 ml
- ❖ Tubos de ensayo con rosca
- ❖ Probeta 100 ml
- ❖ Malla de 40 a 60 µm
- ❖ Bolsos para filtrar de 5 micras
- ❖ Baldes 10 L
- ❖ Mangueras de 1 pulgada
- ❖ Licuadora marca Oster
- ❖ Filtros de carcaza de 40 micras
- ❖ Cartuchos para filtros de 40 micras

5.2.3 Equipos

- ❖ Microscopio Nikon alphaphot
- ❖ Estereoscopio Nikon SM2-1
- ❖ Micrómetro
- ❖ Equipo multiparámetros marca Hach - Sension 156
- ❖ Balanza AND EK- 1200 g
- ❖ Electro bomba sumergible potencia 400 w – Omega 1108
- ❖ Cámara Sedgewick Rafter Cell
- ❖ Computador Pentium III
- ❖ Filtros de carcasa de 40 micras comerciales

5.2.4 Insumos

- ❖ Hipoclorito de sodio (NaClO_4)
- ❖ Hiposulfito de sodio (Na_2SO_2)
- ❖ Lugol
- ❖ Oxitetraciclina
- ❖ Solución de Ortotolidina analítico: indicador de cloro
- ❖ Sulfato de quinaldine
- ❖ Protein HUFA

5.3 PLAN DE MANEJO

5.3.1 Recolección de datos. La información obtenida se registró a partir del periodo de adecuación de las instalaciones, producción de alimento y etapa de desarrollo larval en pargo lunarejo en formatos previamente elaborados tanto para parámetros fisicoquímicos, producción de alimento, incremento de talla, sobrevivencia y frecuencia de rotíferos presentes en el estómago (Anexo A).

5.3.2 Calidad de agua. El agua utilizada se obtuvo desde el mar por medio de una motobomba en horas de marea alta (usando como referencia las tablas de marea del IDEAM), la cual era conducida por una tubería de PVC de 4 pulgadas y descargada a un sistema de filtración pasivo compuesto de piedra y arena fina, seguido de un sistema de colado a presión formado por coladores de piscina (jacuzzi) y filtros de carcasa comerciales, luego pasaba a unos reservorios de 100 m³ (Figura 17).

5.3.3 Material biológico. Las microalgas empleadas en la investigación fueron *Tetraselmis sp.*, obtenidas del laboratorio de microalgas. Las cepas de rotíferos *Brachionus plicatilis* y *Brachionus rotundiformis* de los procesos de cultivo masivo y las larvas de la reproducción realizada en la Estación.

Figura 17. Sistema de filtros utilizados en la estación y reservorio de agua de mar.



5.3.4 Reproducción. Los animales se capturaron del medio natural y se mantuvieron en los módulos de jaulas flotantes (Figura 18), se seleccionaron 16 ejemplares con una relación de machos a hembras 3:1. Previamente fueron alimentados con calamar, sardina y camarón frescos con el fin de optimizar los procesos reproductivos, garantizando el éxito del desove de las hembras y estimular la respuesta de los machos.

Figura 18. Módulos de mantenimiento y maduración de reproductores de pargo lunarejo.



5.3.4.1 Inducción a la maduración hormonal. Antes de realizar la inspección gonadal e inducción a la madurez sexual, los reproductores fueron sedados con sulfato de quinaldine, disuelto a razón de diez gotas en 30 L de agua y el periodo de recuperación se realizó en agua marina durante seis minutos. El grado de desarrollo gonadal se efectuó mediante una biopsia ovárica (Figura 19), con una cánula plástica de 2,0 mm de diámetro exterior, que se introdujo en la papila urogenital de las hembras siguiendo el protocolo recomendado por Lajonchere y Molejón⁵³.

Figura 19. Reproductores de pargo sometidos a la inspección gonadal.



La inducción al desove de *Lutjanus guttatus* se realizó mediante el uso de la hormona HCG (Hormona Gonadotropina Coriónica Humana), con la ayuda de una jeringa de émbolo plástico y aguja número 22 aplicada en un ángulo de 45 grados en la base de la aleta pectoral del reproductor (Figura 20), aplicando una dosis inicial de 400 UI/kg de peso vivo a 4 hembras; la segunda dosis se aplicó a las 12 horas con 600 UI/Kg de peso vivo y 100 UI/kg de peso vivo a 12 machos en una sola dosis. Después de la inducción se ubicaron en tanques de 1000 L de capacidad, con completa oscuridad y flujo continuo de agua durante 24 horas. La obtención de gametos se efectuó en los mismos tanques mediante desove natural.

⁵³ LAJONCHERE, L. y HERNADEZ, O. Op. cit., p. 151.

Figura 20. Inducción de reproductores con hormona HCG (Hormona Gonadotropina Coriónica Humana).



5.3.4.2 Recolección e incubación de los huevos. A las 24 horas de inducidos los reproductores se procedió a recolectar los huevos fertilizados horas de la mañana en una tina de 35 litros, cuyo proceso se obtuvo de manera natural en los tanques de reproducción, retirando la aireación para mantenerlos suspendidos en la superficie, pasando a través de la tubería de PVC hacia el colector con malla de 300 micras (Figura 21).

Figura 21. Recolección de los huevos de pargo.



Luego se lavaron en un bastidor de 300 micras y se transfirieron a un balde de 10 L provisto de aireadores, manteniendo una distribución homogénea de los mismos en el cuerpo del agua. Para determinar la cantidad total de huevos se tomó tres alícuotas de 1,0 ml a través de una pipeta y fueron colocadas en un tamiz de 500 micras, retirando el sobrante de agua. Para optimizar el conteo, se retiro la aireación y los huevos no fertilizados se eliminaron para asegurar la viabilidad de los mismos (Figura 22).

Figura 22. Recolección y limpieza de huevos fertilizados de pargo lunarejo (*L. gutattus*)



Posteriormente se tomó una muestra de 500 ml de los huevos fertilizados, a las doce horas se determinó el porcentaje de eclosión. Finalmente, los huevos fueron trasladados a los tanques de larvicultura con capacidad de 1 tonelada como se muestra en la Figura 23, donde se verificó el desarrollo larval cada hora, midiendo la longitud total de la larva, el tamaño del saco vitelino y el diámetro de la gota de aceite (Figura 24) aplicando fórmulas establecidas por Mata, et al⁵⁴ para el cálculo de la reserva vitelina.

5.3.5 Obtención de larvas de pargo. Las larvas de pargo lunarejo recién eclosionadas, se obtuvieron de los procesos reproductivos, evaluando una densidad de 20 larvas por litro, y ubicadas en tanques circulares de fibra de vidrio, para un total de 20.000 larvas por tanque.

5.3.6 Producción de rotíferos. El cultivo masivo se inició en un botellón de vidrio de cinco litros, con una densidad de 5 rot/ml al cual se adicionó 500 ml de microalgas *Nannochloropsis* sp., alimentando una vez al día. A los 4 días que la densidad de los rotíferos llegó a 200 rot/ml fueron contados a través de la

⁵⁴ MATA, E. et al. Inducción hormonal al desove y descripción larval del corocoro *Orthopristis ruber* Cuvier (Pisces:Haemulidae). En: Núcleo de Nueva Esparta. Venezuela: Instituto de investigaciones científicas, Vol. 39, No. 1 (Julio, 2004). p. 25.

cámara Sedgewick Rafter Cell, la población se colocó en un tanque de 400 litros, luego se agregó 100 litros de microalgas *Tetraselmis* sp., las cuales estaban en una concentración aproximada de 50 a 100 mil células/ml, con una salinidad de 32‰. El cultivo masivo en tanques de 500 litros y tanques masivos en exteriores de 1200 litros, se realizó en un sistema escalonado que permitió la cosecha diaria mediante un colector de 40 micras, utilizando la diferencia de altura entre el tanque de cultivo y el colector, mediante succión a través de una manguera plástica de 2,0 pulgadas, permitiendo un proceso gradual de cosecha (Figura 25).

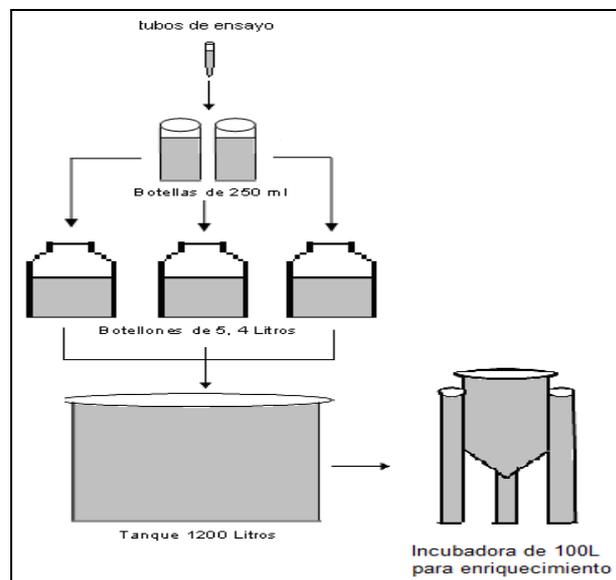
Figura 23. Tanques de incubación y larvicultura de pargo.



Figura 24. Larvas recién eclosionadas de pargo.



Figura 25. Cultivo de rotíferos.



Esta actividad tenía una duración de 2 horas, luego se procedió a colectar los rotíferos, concentrándolos en un balde de 12,0 litros y tomando una muestra al azar de un mililitro (ml), para realizar una dilución de 1/10, posteriormente la muestra se llevó al laboratorio en la cámara Sedgewick Rafter con el fin de facilitar el conteo en el microscopio y se calculó la cantidad de individuos colectados; una vez se obtuvo el total de rotíferos se transportó $1,25 \times 10^7$ rot/ml de cada cepa a enriquecer, para la respectiva alimentación en los tanques de larvicultura.

De los rotíferos cosechados se tomó un millón que fueron sembrados en un tanque de 1200 L para ser usados como inicio de la siembra a 500 L de agua verde. Posteriormente se pasó el resto de animales a un sistema de lavado con agua filtrada y sembrados en tanques de cultivo masivo durante cuatro días aproximadamente para su posterior cosecha (Figura 26).

5.3.6.1 Monitoreo. Diariamente se realizaron conteos de rotíferos de cada uno de los tanques sembrados para así establecer la población total, para ello se tomó una muestra de 1,0 ml de cada uno, esta se colocó en una cámara Sedgewick Rafter con capacidad de 1,1 ml fijada con una gota de lugol, luego se procedió a contarlos y por volumetría se estableció la población total de cada tanque.

Figura 26. Sistema de cosecha de rotíferos.



5.3.6.2 Enriquecimiento. Una vez lavados los rotíferos, se colocaron en un tanque cilindro-cónico de fibra de vidrio de 120 litros con agua verde para evitar el estrés de la cosecha, se enriquecieron con 8,0 a 10 g de Protein HUFA por tanque de 100 litros; los animales se dejaron de 12 a 14 horas en la incubadora con aireación moderada para evitar aglomeración de estos individuos (Figura 27).

Figura 27. Proceso de enriquecimiento



Posteriormente se cosecharon con un tamiz de 40 ó 60 μm , y para retirar los excedentes de HUFA se lavaron con agua filtrada, luego de enriquecidos se desinfectaron con Oxytetraciclina a razón de 3,0 g por 10 litros durante una hora antes de suministrárselos a las larvas.

5.3.7 Larvicultura de pargo lunarejo.

5.3.7.1 Preparación de tanques en fibra de vidrio para larvicultura. Estos se desinfectaron con hipoclorito de sodio a una concentración de 5,0 ppm y se enjuagaron con agua marina, luego se llenaron hasta 700 L con agua de mar filtrada (Figura 28), posteriormente se trataron con 5,0 ppm de hipoclorito de sodio por 24 horas y posteriormente se neutralizaron con hiposulfito de sodio a igual concentración; por último se colocaron piedras difusoras en el centro de los tanques para suministrar aireación constante.

Figura 28. Preparación de tanques para larvicultura.



Todos los utensilios que se utilizaron en el ensayo para larvicultura se limpiaron con agua dulce, se desinfectaron con cloro (100 ppm), se enjuagaron con agua dulce clorada y se neutralizaron antes de su uso, colocándolos en una solución de cloro a 3,0 ppm (Figura 29).

Figura 29. Limpieza y desinfección de utensilios.



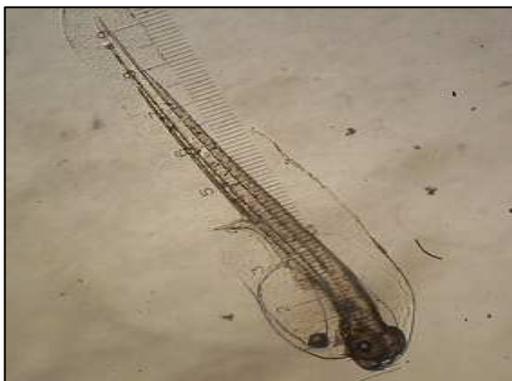
5.3.7.2 Distribución de Ovas. Se emplearon 190.000 ovas de los procesos reproductivos concentradas en un balde de 10 L; las cuales se distribuyeron completamente al azar en los tanques de larvicultura; para tal efecto, se utilizó un beaker de 1,0 L procurando obtener la mayor homogeneidad al momento de la siembra para evitar que se presente una amplia variabilidad en cuanto al número de larvas por tanque y por ende se afecte los resultados al final del ensayo (Figura 30).

Figura 30. Distribución de ovas en tanques de larvicultura.



Doce horas después de la distribución de las ovas embrionadas comenzó el proceso de eclosión de las ovas embrionadas manejándose un fotoperiodo normal; pasado este periodo, las larvas comenzaron el proceso de reabsorción del saco vitelino con una duración de 48 horas, tiempo en el cual estas empezaban a recibir alimentación exógena (Figura 31). Cabe mencionar que el agua que recibían las larvas pasó por un proceso de desinfección mediante la utilización de cloro y su posterior neutralización, siendo madurado con una inoculación de 30.000 células/ml de *Tetraselmis* sp.

Figura 31. Absorción del saco vitelino.



5.3.7.3 Alimentación de larvas. Una vez las larvas eclosionaron en los tanques circulares y realizaron su apertura bucal en el día dos de siembra, se procedió a alimentarlas adicionando 5,0 rot/ml de *B. rotundiformis* y *B. plicatilis* (Figura 32 y 33) enriquecidos con Protein HUFA. En la presente investigación se utilizó 5×10^6 rotíferos diarios para el tratamiento 1 y 2, para el tratamiento 3 se adicionaron $2,5 \times 10^6$ rotíferos de cada cepa, hasta el día quince del estudio (Figura 34).

Figura 32. *B. rotundiformis*



Figura 33. *B. plicatilis*



Figura 34. Alimentación de larvas de pargo con rotíferos.

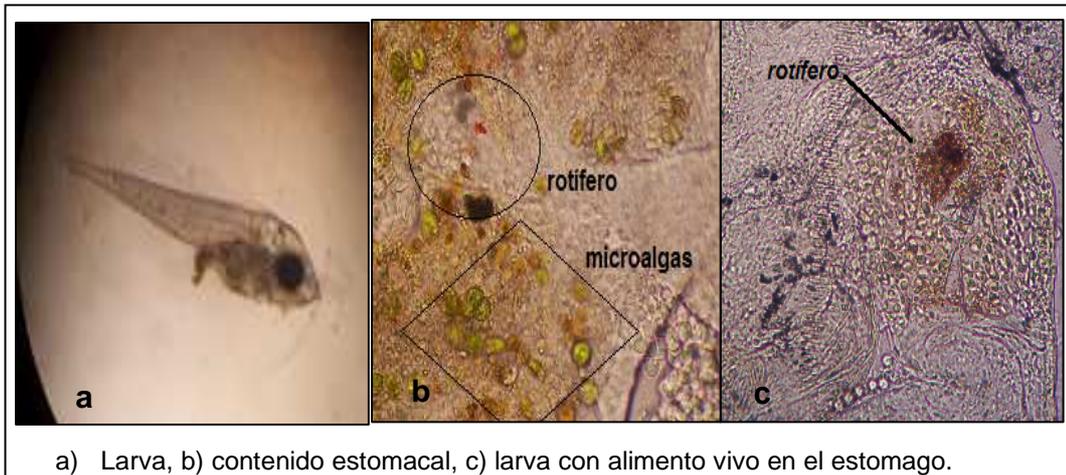


5.3.7.4 Muestreos de larvicultura. Los muestreos se realizaron tomando 10 larvas diarias por réplica, dato que se ajustó de acuerdo a la variabilidad de la población. La medición de la longitud de las larvas se realizó diariamente, para determinar el incremento de talla (Figura 35); de igual manera se registró la cantidad de alimento a suministrar en los diferentes tratamientos. En cada muestreo se hizo un análisis de cambios morfológicos y contenido estomacal por medio de un microscopio marca Nikon (Figura 36).

Figura 35. Medición de larvas.



Figura 36. Análisis de contenido estomacal de larvas de pargo lunarejo



5.3.7.5 Recambios de agua. Para evacuar los rotíferos no consumidos se realizaron recambios de agua, empleando una malla de 300 micras, incrementando el porcentaje de recambio a medida que transcurrían los días de cultivo, con el fin de renovar el alimento y eliminar metabolitos. Para este proceso

se utilizaron microalgas *Tetraselmis sp*, producidas en el laboratorio de algas y cultivadas en exteriores en tanques de 2 toneladas para subir el nivel de los tanques; estas fueron bombeadas con la ayuda de una electrobomba sumergible y una manguera de 2 pulgadas, con una malla de 200 micras al final para evitar el paso de organismos ajenos a las microalgas, hasta los tanques de larvicultura (Figura 37 y 38), luego se alimentan las larvas con rotíferos nuevos enriquecidos.

Figura 37. Malla de 300 micras para recambio de agua

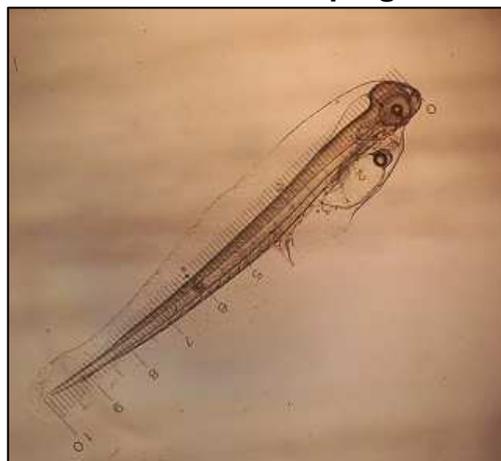


Figura 38. Recambio de agua con microalgas.



5.3.7.6 Crecimiento. Para establecer el incremento de talla se realizaron muestreos diarios fijando las larvas en un cubreobjeto con una gota de agua con el fin de inmovilizar los animales para proceder a la toma de datos mediante un micrómetro (Figura 39); los resultados se registraron en formatos previamente establecidos.

Figura 39. Muestreo de Talla de larvas de pargo.



5.3.7.7 Incidencia de alimentación. Esta variable se muestreo diariamente en horas de la tarde con la ayuda del microscopio. Las larvas fueron fijadas en una placa, se retiró el excedente de agua y se presionó sobre esta con un cubreobjetos (Figura 40) y se registró la apetencia de las larvas por el consumo de rotíferos del Género *Brachionus* en formatos previamente establecidos.

Figura 40. Incidencia de alimentación de larvas de pargo lunarejo (*L. guttatus*).



5.3.7.8 Índice de Vélez. Este índice se aplico con el fin de registrar cual de las dos cepas de rotíferos es más apetecida por las larvas de pargo lunarejo y se apoyo en un microscopio para la observación de la incidencia de alimentación; este muestreo se realizó todos los días en las tardes registrando los datos en formatos (Figura 41).

Figura 41. Rotíferos presentes en el estómago de larvas de pargo.



5.3.7.9 Sobrevivencia. Para determinar este parámetro, se realizaron muestreos cada tres días, empleando un tubo de PVC de 1,0 metro de largo con una válvula de bola de 2,0 pulgadas en un extremo del tubo; este se introdujo con un ángulo de 45 grados, tomando 4 muestras de 2,0 litros cada una; se las colocó en un balde de 12 litros, a partir del cual se tomaron 4 submuestras con un beaker de 500 ml, para determinar el número de larvas promedio en el recipiente y así establecer el número total que se encontró en los tanques de larvicultura (Figura 42).

5.3.7.10 Cosecha de las larvas. La recolección de los animales se efectuó al día 16 en horas de la mañana con el fin de evitarles el stress, reduciendo así la mortalidad por altas temperaturas o cambios ambientales a los cuales fueron expuestas durante su cosecha; esta se realizó con una malla de 500 micras, sumergiéndola en una tina de 30 L con agua de los tanques de larvicultura; previamente se bajó el nivel hasta 100 L (Figura 43). Se realizó el conteo de las larvas para determinar la sobrevivencia y la talla final registrando los datos obtenidos en formatos previamente establecidos (Anexo B). Posteriormente los animales obtenidos al final del ensayo se pasaron a los tanques de mesocosmos.

Figura 42. Muestreos de Sobrevivencia de pargo lunarejo (*L. guttatus*).



5.3.8 Monitoreo de parámetros fisicoquímicos. Estos se tomaron en los tanques de larvicultura en horas de la mañana (7:00 a.m) antes de iniciar con las actividades diarias, y en horas de la tarde (7:00 p.m). Se registraron diariamente los parámetros de temperatura, oxígeno, pH, salinidad y amonio; durante esta actividad se abrían las válvulas de salida de los tanques con el fin de evitar los procesos de descomposición de agua en el punto muerto y mantener su calidad en el cultivo (Figura 44).

Figura 43. Cosecha de larvas de pargo



Para el cultivo de rotíferos se registraron los principales parámetros fisicoquímicos en formatos previamente establecidos (Anexo C).

Figura 44. Equipo para la toma de parámetros fisicoquímicos.



5.4 TRATAMIENTOS

Se evaluaron tres tratamientos:

T1: Alimentación de larvas de pargo lunarejo con rotíferos *Brachionus rotundiformis* utilizando 5 rot/ml para un total de cinco millones por tanque.

T2: Alimentación de larvas de pargo lunarejo con rotíferos *Brachionus plicatilis* utilizando 5 rot/ml para un total de cinco millones por tanque.

T3: Alimentación de larvas de pargo lunarejo con rotíferos *Brachionus rotundiformis* y *Brachionus plicatilis* utilizando 2,5 rot/ml de cada una de las cepas, para un total de cinco millones por tanque.

5.5 DISEÑO EXPERIMENTAL

Se utilizó un Diseño Completamente al Azar (DCA) compuesto por tres tratamientos y tres réplicas por tratamiento. Cada unidad experimental estuvo conformada por tres tanques de 1.000 litros cada uno con 60.000 larvas de pargo lunarejo para un total de 180.000 larvas.

El diseño se aplicó para evaluar los tratamientos con submuestreo. 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.

$\tilde{\tau}_j$ = 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.

5.6 ANÁLISIS ESTADÍSTICO

El análisis fue descriptivo, se realizó un análisis de varianza en las variables que cumplieron los supuestos estadísticos, con el fin de determinar diferencias significativas entre los tratamientos, si hay diferencias significativas entre los tratamientos se realizara una prueba de comparación de Tukey. Para la variable Tasa de Incidencia de Alimentación se aplicó un análisis descriptivo, en Índice de Vélez se realizó una prueba contraste de proporciones. Para la variable sobrevivencia, se utilizó la prueba de Brand Snedecor.

5.7 FORMULACIÓN DE HIPÓTESIS

Ho: $\mu_1 = \mu_2 = \mu_3$

No existen diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos.

Ha: $\mu_1 \neq \mu_2 \neq \mu_3$

Por lo menos uno de los tratamientos presenta diferencias estadísticas significativas.

5.8 VARIABLES A EVALUAR

5.8.1 Porcentaje de Supervivencia. Se define como el número de animales que sobreviven al final del ensayo.

$$S = 1 - \frac{\text{Número total de animales muertos}}{\text{Número total de animales iniciales}} * 100$$

Donde:

S: Porcentaje de supervivencia de las larvas.

5.8.2 Crecimiento. Medida de longitud total desde la boca a la aleta caudal.

$$\text{Crecimiento} = \text{longitud final} - \text{longitud inicial}$$

5.8.3 Tasa de Incidencia de alimentación. Porcentaje de larvas encontradas con alimento en el estómago.

$$\text{TIA} = \frac{\text{Número de larvas con alimento en el estómago}}{\text{Número de larvas muestreadas}} * 100$$

5.8.4 Índice de frecuencia de Vélez. Número de Rotíferos presentes en el estómago.

$$\text{Frecuencia} = \frac{\text{Número de individuos de cada cepa en el estómago de la larva}}{\text{Número total de animales muestreados}}$$

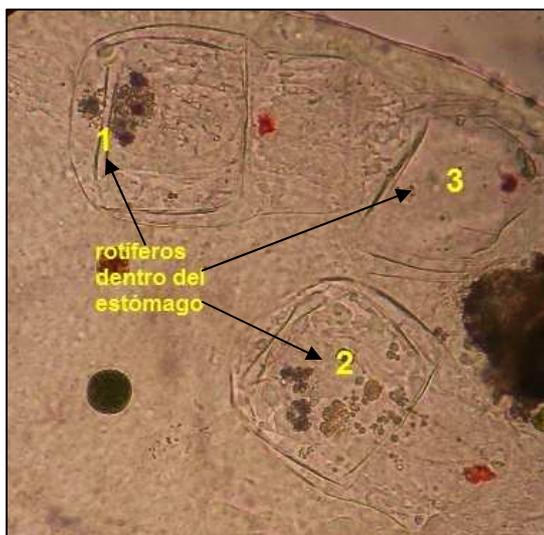
6. PRESENTACIÓN Y DISCUSIÓN DE RESULTADOS.

6.1 CARACTERÍSTICAS DE PRODUCCIÓN DE ROTÍFEROS.

El conocimiento previo de los aspectos fundamentales de la biología reproductiva y esencialmente los relacionados con la producción de los rotíferos fueron fundamentales para la replicación masiva del alimento vivo utilizado.

6.1.1 Características de los rotíferos. Los rotíferos del género *Brachionus* evaluados se caracterizaron por ser una especie rústica de gran plasticidad ecológica por soportar amplios intervalos en los parámetros ambientales; con capacidad de admitir diversas alternativas de cultivo; de tamaño pequeño, movimientos suaves, hábito de quedar suspendidos en la columna de agua; ciclo de vida corto, reproducción asexual y sexual, esta última con formación de huevos durmientes, enquistados de gran longevidad y resistencia; alta velocidad de reproducción, admiten altas densidades de cultivo, actúan como biocápsulas que sirven para suministrar microalgas, HUFA, vitaminas y medicamentos a las larvas Figura 45.

Figura 45. Rotíferos dentro del estómago de las larvas.

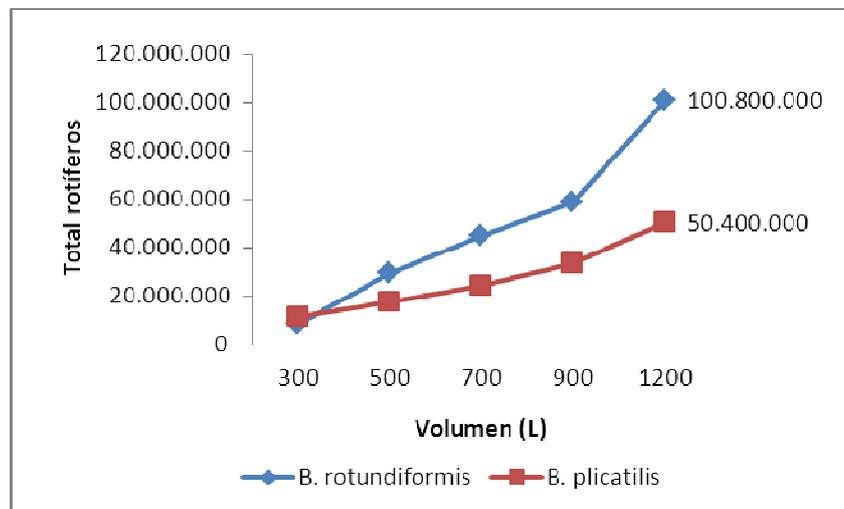


El crecimiento poblacional de los rotíferos *B. rotundiformis* y *B. plicatilis* (figura 46) cultivados en tanques masivos de 1200 L y alimentados con *Tetraselmis* sp

con una concentración variable en cel/ml tuvo un comportamiento exponencial a partir de un volumen de 900 L y *B. rotundiformis* presentó mejor desempeño con una producción final de 100'800.000 (tabla 2) y el *B. plicatilis* obtuvo una población final de 50'400.000 individuos respectivamente (tabla 3).

Las diferencias presentadas en el incremento de población entre las dos cepas se debe a la Tasa de Fecundidad, siendo mayor en la cepa *B. rotundiformis* de 2 huevos portados por hembra, mientras que para *B. plicatilis* es de 1 huevo portado por hembra. Otra de las causas se debe al tipo de microalgas y al cambio de alimentación utilizado en el cultivo, que inicialmente fueron alimentados con *Nannochloropsis sp.* en volúmenes interiores (10 a 300 ml) y con *Tetraselmis sp.* en volúmenes exteriores (300 a 1200 L) que de acuerdo a Lajonchere y Molejón⁵⁵ indican que la tasa de reproducción, el tiempo de duplicación y la supervivencia de los rotíferos en cultivos alimentados con microalgas dependen de la concentración del alga; altas concentraciones son nocivas, aunque esto depende del tamaño de la especie de microalga a usar, es por esto que la mayoría de los centros de producción emplean la microalga *Nannochloropsis sp.* por tener un tamaño pequeño entre 2,5 a 3 μm encontrándose dentro de los requerimientos de aceptación de los rotíferos.

Figura 46. Crecimiento poblacional de rotíferos.



⁵⁵ LAJONCHERE, L y MOLEJÓN, O. Op. cit. p. 190.

Tabla 2. Resultados de producción de rotíferos *B. rotundiformes* en exteriores durante cinco días.

Tanque	Días de Cultivo	# Rot/ml	Alga Cel/ml	Algas/ml	Vol / tanq ml	Rot/total
1	1	28	130.000	300000	300000	8'400.000
2	2	59	125.000	200000	500000	29'500.000
3	3	64	134.000	200000	700000	44'800.000
4	4	65	115.000	300000	900000	58'500.000
5	5	84	132.000	0	1200000	100'800.000

Tabla 3. Resultados de producción de rotíferos *B. plicatilis* en exteriores durante cinco días.

Tanque	Días de Cultivo	# Rot/ml	Alga Cel/ml	Algas/ml	Vol / tanq ml	Rot/total
1	1	38	130.000	300000	300000	11'400.000
2	2	34	125.000	200000	500000	17'500.000
3	3	35	134.000	200000	700000	24'500.000
4	4	37	115.000	300000	900000	33'300.000
5	5	42	132.000	0	1200000	50'400.000

6.1.2 Parámetros fisicoquímicos en cultivo de rotíferos. El comportamiento de los principales parámetros fisicoquímicos evaluados se pueden ver en la figura 47; en ella se observa que la temperatura permaneció estable durante el periodo de estudio, manteniéndose en $28,6 \pm 0,55$ °C, lo cual creó condiciones adecuadas para un mejor crecimiento como indica Lajonchere y Molejón⁵⁶ en *B. rotundiformis* en un intervalo de temperaturas de 28 - 34 °C, mien tras que para *B. plicatilis*, Fukusho⁵⁷ recomienda temperaturas más bajas, entre 18 - 25 °C.

El oxígeno disuelto registrado fue de $4,92 \pm 0,31$ mg/L, considerándose un rango óptimo entre 5 y 7 ppm, alimentados con *Nannochloropsis oculata*⁵⁸, aunque Moretti et al⁵⁹. consideran que sí éste, es mayor a 4 ppm y la turbulencia es suficiente mantendrá en suspensión los rotíferos y su alimento.

En cuanto al pH, se encontraron valores estables de $6,5 \pm 0,5$, considerado como un intervalo amplio entre 5 - 9, pero los mejores resultados se han logrado con

⁵⁶ LAJONCHERE, L. y MOLEJÓN, O. Op. cit. p. 188

⁵⁷ FUKUSHO, K. Biology and mass production of the rotifer, *Brachionus plicatilis*. Int. Journal. Aq. Fish. Technol. Vol. 1 1989. p. 237.

⁵⁸ LAJONCHERE, Luis y MOLEJÓN, Olga. Op. cit. p. 189

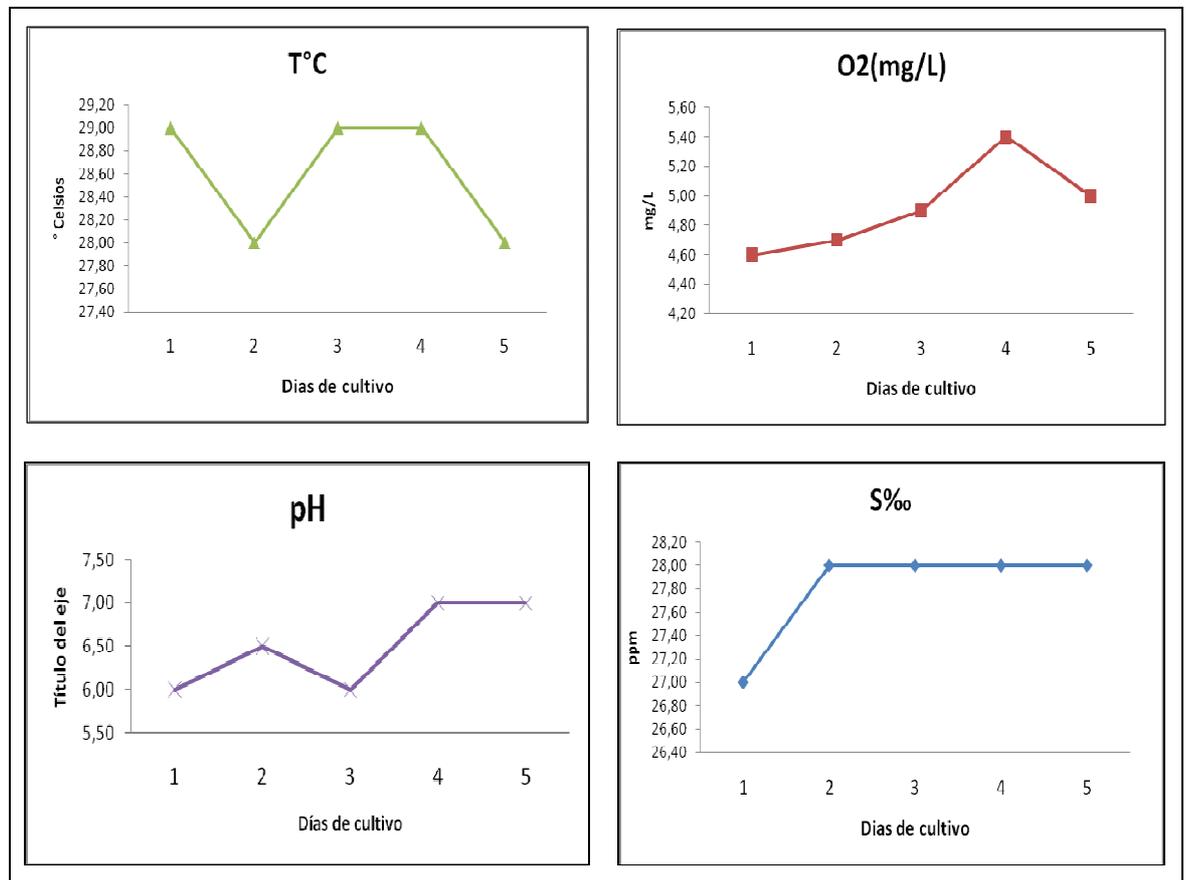
⁵⁹ MORETTI, A. et al. Manual on hatchery production of seabass and gilthead seabream. Vol. 1. Rome, FAO, 1999. p. 176.

pH entre 7,5 y 8,5⁶⁰. Una salinidad de 27,80±0,45 ppm, que de acuerdo a Barnabé⁶¹, esta especie crece mejor a 30,0 ppm.

6.2 REPRODUCCIÓN DE PARGO LUNAREJO.

De los 16 reproductores de pargo empleados, se obtuvieron 340.000 huevos fertilizados, 190.000 se utilizaron para la investigación y los 150.000 restantes se adicionaron en los tanques de mesocosmos para fines productivos de la estación. De los huevos distribuidos en los tanques de larvicultura eclosionaron 180.000 con una tasa de eclosión de 95,5%, que distribuidos en los nueve tanques, la densidad fue de 20.000 larvas.

Figura 47. Seguimiento de parámetros fisicoquímicos en el cultivo de rotíferos *Brachionus*



6.3 CRECIMIENTO DE PARGO LUNAREJO.

⁶⁰ LAJONCHERE, L. y MOLEJÓN, O. Op. cit. p. 188

⁶¹ BARNABÉ, G. La cría de lubina y de dorada. En. Acuicultura, Vol.1. G.Barnabé (Ed.). Technique et Documentation (Lavoisier), París, 1989. p.315.

En cuanto a crecimiento, se encontró incrementos de longitud promedio de $0,085 \pm 0,005$ mm, a partir de una talla inicial de 2,53 mm para el tratamiento 1, alimentadas con el rotífero *B. rotundiformis*; $0,076 \pm 0,011$ mm con una talla inicial de 2,57 mm en el tratamiento 2 alimentadas con *B. plicatilis* y $0,084 \pm 0,009$ mm con talla inicial de 2,58 mm para el tratamiento 3 alimentadas con la combinación de las dos cepas establecidas (Tabla 4).

Tabla 4. Incremento de longitud en larvas de pargo

Réplica	T1 (<i>B. rotundiformis</i>)	T2 (<i>B. plicatilis</i>)	T3 (<i>B. rotundiformis</i> y <i>B. plicatilis</i>)
1	0,081	0,064	0,074
2	0,082	0,084	0,089
3	0,091	0,080	0,090
Promedio	0,085	0,076	0,084
Desviación estándar	0,005	0,011	0,009

En la figura 48, la curva muestra que en los primeros días, su crecimiento es homogéneo hasta el día catorce, a partir de este momento se observa un crecimiento exponencial debido a que las larvas tienen mayor disponibilidad de alimento, mayor oportunidad de ingerirlo y éstas ya han desarrollado un sistema digestivo y enzimático para su desarrollo al soportar los periodos críticos de la larvicultura.

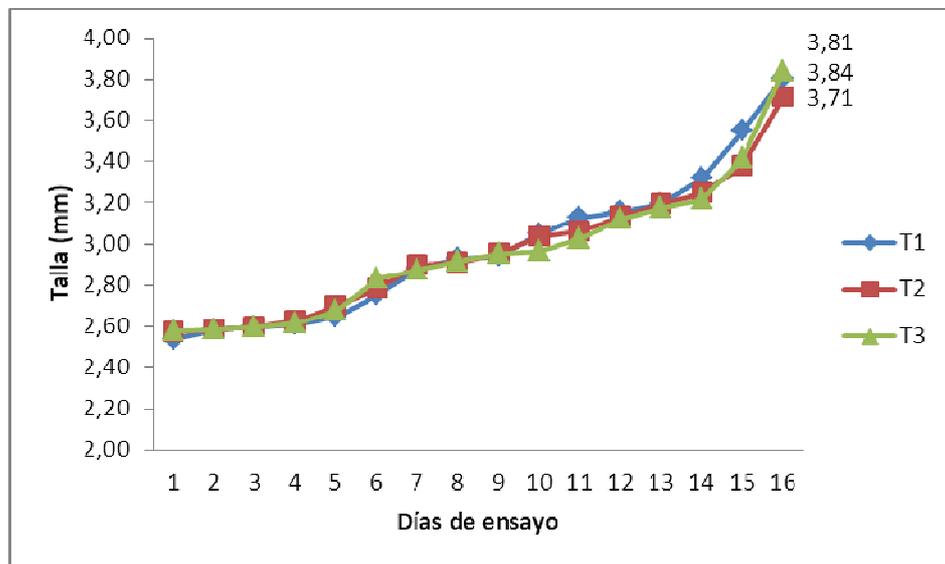
Por lo tanto las larvas alimentadas con las cepas del género *Brachionus*, al día dieciséis de cultivo presentaron uniformidad de longitud entre los tratamientos (Anexo D), alcanzando una talla final de 3,81 mm en el T1 (alimentados con *B. rotundiformis*), para el T2 de 3.71 mm (alimentados con *B. plicatilis*) y para el T3 de 3.84 mm (alimentados con *B. rotundiformis* y *B. plicatilis*) (Figura 46), que de acuerdo a los resultados obtenidos por Boza et al.⁶² en la misma especie y alimentadas con rotíferos *B. plicatilis* (15 a 20 ind/ml), huevos de ostra fertilizados (*Crassostrea gigas* 5 huevos /ml) y copépodos (5-10 ind/ml), a los 15 días post eclosión, reportaron tallas de 4,225 mm, siendo estas mayores a los resultados obtenidos en este trabajo. A pesar de que los rotíferos son organismos que poseen características morfológicas y fisiológicas adecuadas en una primera alimentación, es apropiado emplear otras combinaciones de alimento vivo que

⁶² BOZA, J. et al. Desove inducido y crecimiento larval del pargo manchado, *Lutjanus guttatus*, en la estación de biología marina de Puntarenas, Costa Rica. Ciencias marinas. Vol.34. No. 2. 2008. p. 239-253

proporcione un mayor crecimiento y de igual manera mejores sobrevivencias⁶³.

Estudios reportados por Singhagrain et al⁶⁴ con larvas de pargo amarillo (*Lutjanus argentimaculatus*) alimentadas con rotíferos del género *Brachionus*, alcanzaron una longitud total de 3 mm entre los 8 a 14 días post eclosión indicando en este ensayo que los resultados obtenidos sobre las tallas promedio, son mayores en el mismo tiempo de cultivo con larvas de pargo lunarejo (*L. guttatus*).

Figura 48. Crecimiento en longitud total en mm durante el tiempo de cultivo de las larvas de pargo.



Según Hecht y Pienaar⁶⁵, las variaciones de tallas en las larvas se presentan por diferencias genéticas en el potencial de crecimiento entre los individuos, debido al éxito diferente en la primera alimentación, causando un mayor desarrollo desde el inicio en algunas larvas e incrementando su crecimiento a una tasa más rápida, además aumentan las interacciones competitivas entre individuos en los tanques de larvicultura, ocasionando ausencia de nivel semejante y óptimo de alimentación, escasez de un tamaño de partículas alimenticias uniformes y óptimas.

⁶³ MUÑOZ, M. Alimento vivo para peces. Revista facultad de ciencias básica. Vol. 2. No. 1. p. 55.

⁶⁴ SINGHAGRAIWAN, T. and DOI, M. Induced Spawning and Larval Rearing of the Red Snapper, *Lutjanus. argentimaculatus* at the Eastern Marine Fisheries Development Center, Japón. 1992. p. 65.

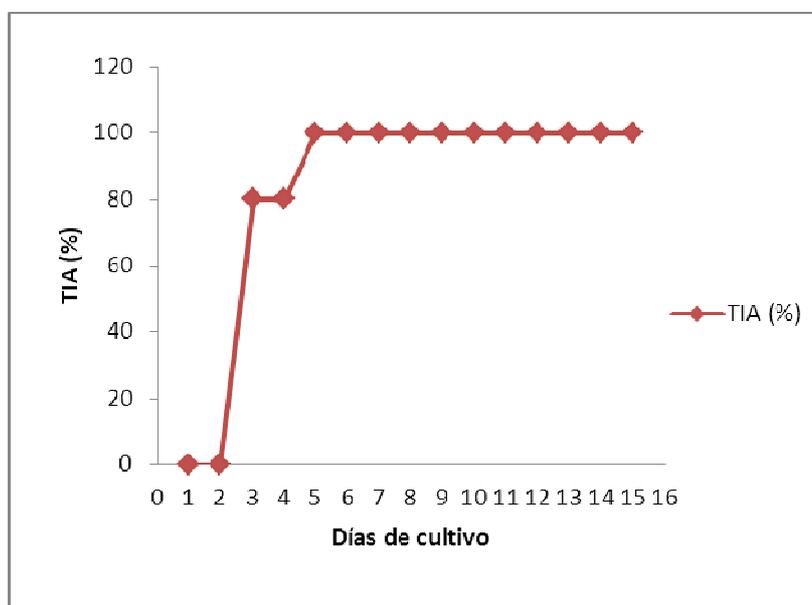
⁶⁵ HECHT, T and PIENAAR, A. Op.cit. p.250.

De acuerdo con el análisis estadístico (Anexo E), para la variable crecimiento, no se presentaron diferencias estadísticas significativas entre los tratamientos establecidos con un nivel de confianza del 95%.

6.4 TASA DE INCIDENCIA DE ALIMENTACIÓN (TIA%)

El alimento se proporcionó a partir del día 3, con una tasa de alimentación de 5,0 rot/ml/día de cada cepa, suministrado una vez en la jornada; el muestreo de las larvas indicó que durante los dos primeros días no todas consumieron alimento, obteniéndose una Tasa de Incidencia de Alimentación (TIA) del 0%, esto posiblemente se debe a la adaptación a la alimentación exógena, a un periodo crítico y al rechazo del alimento en los primeros días, como explica Lajonchere⁶⁶ el período más crítico es el que corresponde a la reabsorción del vitelo, la abertura de la boca y comienzo de la alimentación exógena en algunas especies como las lisas (*Mugilidae*) entre el 2^{do} y 5^{to} día después de la eclosión. En consecuencia únicamente se observó en sus estómagos microalgas que fueron consumidas indirectamente, que de igual manera mejoraron el apetito e incentivaron la producción de enzimas digestivas de las larvas. A partir del día cinco la apetencia de las larvas por consumir alimento se estabilizó y se observó la aparición de presas dentro de los estómagos, por lo tanto la TIA fue del 100% hasta el final del ensayo (Figura 49).

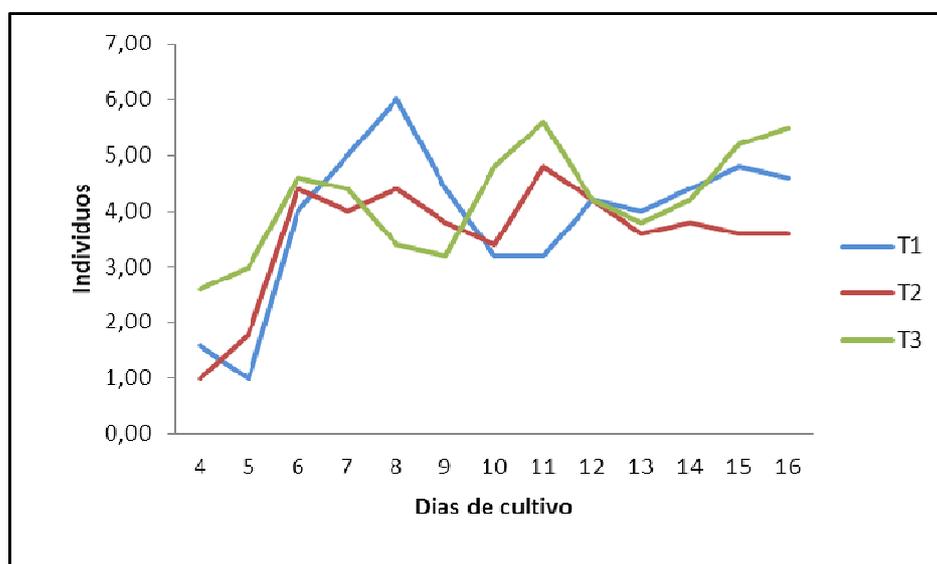
Figura 49. Tasa de incidencia de alimentación de larva



⁶⁶ LAJONCHÈRE, L. y HERNÁNDEZ, O. Op. cit. p. 225.

En los primeros días, la apetencia de las larvas fue baja en todos los tratamientos, registrándose para el T1 1,6, en el T2 1,0 y en T3 2,6 individuos por estómago (Figura 50). El consumo de alimento de las larvas a partir del día sexto se incrementó, encontrando mayor número de rotíferos en el tratamiento 3, con 4,6 individuos, el tratamiento 2 de 4,4 y para el tratamiento 1 de 4,0 individuos; a partir del día diez el apetito de las larvas posiblemente crece por la cantidad de alimento disponible y porque tienen un mayor desarrollo del sistema digestivo.

Figura 50. Consumo promedio de rotíferos *Brachionus* en larvas de pargo lunarejo.

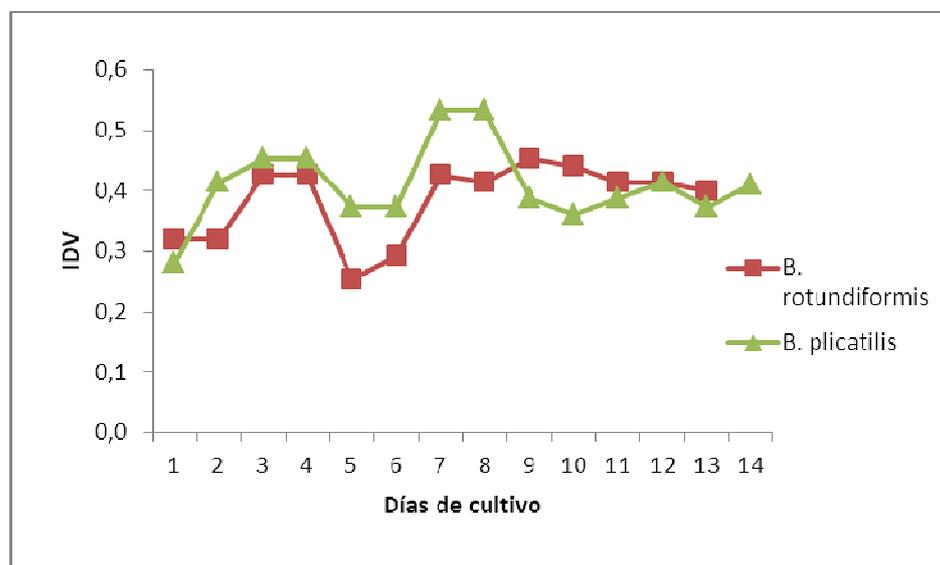


6.5 ÍNDICE DE VÉLEZ

Según los datos establecidos en el desarrollo del ensayo, para el tratamiento tres, se realizó una prueba de contrastes de proporciones (Anexo F), para establecer la población de rotíferos de cada especie preferida por las larvas cuando se suministra una combinación de las dos cepas de género *Brachionus*. De acuerdo con los resultados de la prueba, el Z calculado fue de - 4.31, el cual está fuera de la zona de aceptación, por lo tanto se rechaza la hipótesis nula H_0 y se acepta la hipótesis alterna H_a , lo que significa que el consumo de las dos cepas se da en diferentes proporciones de 0,48 para *B. rotundiformis* y 0,52 para *B. plicatilis* (Figura 51), determinando que las larvas tienen mayor preferencia por *B. plicatilis* con un total de 80 rotíferos, en contra de 75 individuos de *B. rotundiformis*, para un total de 155 presas encontradas en el estomago, con un margen de error del 5% (Anexo F).

De acuerdo con el trabajo realizado por Torres et al.⁶⁷ demostraron que las larvas alimentadas con rotíferos *B. rotundiformis* y *Artemia* en un sistema de mesocosmos, siempre presentaron rotíferos en su tracto digestivo, aumentando diariamente su número desde 2,9 a más de 50 rotíferos por estómago a los 14 días post eclosión; de acuerdo con los resultados obtenidos en este ensayo se encontraron similitudes en los primeros días, pero los datos reportados por Torres et al. fueron mayores al final del ensayo, posiblemente debido a que se presentó una variación de alimento vivo como complemento de la dieta.

Figura 51. Frecuencia de presas de *Brachionus* en el estómago de las larvas



Se determinó que el consumo de alimento está directamente asociado con la sobrevivencia y la talla de las larvas, debido a que los rotíferos del género *Brachionus* fueron aceptados por aquellas larvas que presentaban un tamaño de boca 120 a 160 μm , etapa catalogada como la más crítica dentro del proceso de larvicultura, una inadecuada alimentación durante los primeros días en los que ocurre rápidamente los eventos de reabsorción del saco vitelino, apertura de la boca y comienzo de la alimentación exógena provoca deficiencias en el desarrollo larval y altas mortalidades, según lo corroborado por Lajonchere y Molejón⁶⁸.

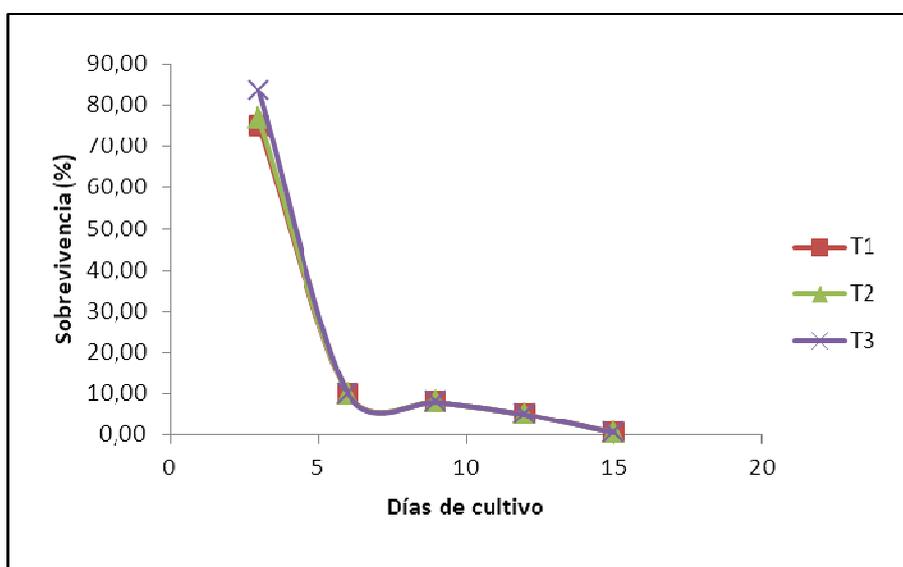
⁶⁷ TORRES, G; PRIETO, M y GAMBOA, J. Potencial de un sistema de mesocosmos como alimento vivo en larvicultura del pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*, Steindachner, 1869) en la estación marina Bahía Málaga – INCODER. Asociación de armadores pesqueros (ACODIARPE). Informe final. Buenaventura, Colombia. 2007. p. 14.

⁶⁸ LAJONCHÈRE, L. y MOLEJÓN, O. Op. cit.p. 220.

6.6 PORCENTAJE DE SOBREVIVENCIA.

Para esta variable se registró el porcentaje de sobrevivencia con un intervalo de tres días, obteniendo al final del ensayo 133 individuos correspondientes a un 0,6% para el tratamiento 1; en el tratamiento 2 el 0,5% representados en 112 larvas, y finalmente en el tratamiento 3 con 156 larvas representando el 0,7% de sobrevivencia (Figura 52).

Figura 52. Porcentaje de Sobrevivencia de larvas de pargo lunarejo (*L. guttatus*).



La prueba de Brand Snedecor (Anexo G), indica que entre los tres tratamientos existen diferencias significativas, con un 95% de confiabilidad y un 5 % de margen de error, confirmando desde el punto de vista estadístico que el mejor tratamiento es T3 con un 0,7 %, el Tratamiento 1 con el 0,6 %, mientras que el tratamiento 2 con 0,5 % de sobrevivencia.

De acuerdo con los resultados obtenidos por Sierra⁶⁹ a los 8 días post eclosión se encontraron sobrevivencias desde 0,097 hasta 0% siendo estos inferiores a los obtenidos en este ensayo, probablemente debido a que los rotíferos suministrados con una talla promedio de 170 μm sólo fueron accesibles a las larvas más desarrolladas que contaban con un tamaño de boca superior al observado al momento de la apertura de ésta (120-150 μm). Resultados

⁶⁹ SIERRA Juan. Op, cit. p. 54

similares a éstos fueron obtenidos por Pintos et al.⁷⁰ con *Lutjanus peru* al emplear el mismo tipo de alimentación (rotíferos no enriquecidos con ácidos grasos) que condujo a una mortalidad masiva a los 9 días post eclosión con una sobrevivencia igual a 0% a pesar de haber obtenido una excelente respuesta reproductiva.

El bajo número de larvas obtenidas al final de la investigación posiblemente se debe a la baja reserva energética presente en el glóbulo de aceite de la larva en el momento de iniciar la alimentación exógena y el desarrollo del tracto digestivo que inciden con la alimentación de las larvas con presencia de canibalismo, como lo corrobora Doi, M. y T. Singhagraiwan⁷¹ en trabajos realizados con larvas de pargo lunarejo, obtuvieron un 3% a los 20 días post eclosión. Boza et al⁷² igualmente obtuvieron porcentajes de sobrevivencia en larvas de pargo lunarejo del 1.5% alimentadas con rotíferos, ostras y zooplancton, y Torres et al.⁷³ encontraron sobrevivencias desde 0,368% hasta 2,576% en sistemas de mesocosmos. En otros casos donde la alimentación fue una combinación con presas de menor tamaño (nauplios de copépodos) y de un valor nutricional más alto, se lograron mayores sobrevivencias como en larvas de *L. argentimaculatus*, Singhagraiwan y Doi⁷⁴ y Leu et al⁷⁵ de 10.8 a 32.3% a los 50 días post eclosión; asimismo Toker⁷⁶ reportan para el pargo rojo asiático un 16.2% supervivencia larval a los 55 días post eclosión, Watanabe et al.⁷⁷ en *L. analis* una sobrevivencia de 14.3% a los 38 días post eclosión mientras que durante los 30 primeros días de cultivo para *L. guttatus* Cano⁷⁸ obtuvo sobrevivencias de 9 a 30%.

Debido a que en muchas especies el desarrollo morfológico que permite la alimentación se produce en pocas horas, al igual que la terminación del vitelo y la gota de aceite, como fue señalado en *Mugil cephalus* por Eda et al⁷⁹, *C. chanos* y *L. calcarifer* por Bagarinao⁸⁰, y *Centropomus parallelus* por Lajonchère y

⁷⁰ PINTOS, P. et al. Características reproductivas del huachinango del Pacífico (*Lutjanus peru*) en cautiverio. Panorama Acuícola Magazine. Mar/abr. 2004. p. 87. pp 97

⁷¹ SINGHAGRAIWAN, T. and DOI, M. Op. cit. p. 56

⁷² BOZA J.; CALVO E.; SOLIS N y KOMEN J. Op. cit. p.239

⁷³ TORRES, Gustavo; PRIETO, Martha y GAMBOA Jesús. Op, cit. p. 12.

⁷⁴ SINGHAGRAIWAN T and DOI M. Op. cit. p. 59

⁷⁵ LEU, M; CHEN I. and FANG, L. Natural spawning and rearing of mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, larvae in captivity. Israeli Journal acuaculture/ Bamidgeh Vol. 55. 2003. p. 26.

⁷⁶ TUCKER, J. Marine Fish Culture. Kluwer academic, Netherlands, first edition 1998. p. 710.

⁷⁷ WATANABE W. et al. Artificial propagation of mutton snapper *Lutjanus analis*, a new candidate marine fish species for aquaculture. Journal World aquaculture. Soc. Vol. 29. 1998. p. 180.

⁷⁸ CANO, Amado. Op. cit. p. 17.

⁷⁹ EDA, H. et al. Factors affecting intensive larval rearing of striped mullet, *Mugil cephalus*. Aquaculture. Orlando. 1990. p. 91.

⁸⁰ BAGARINAO, T. Yolk resorption, onset of feeding and survival potential of larvae of three tropical marine fish species reared in the hatchery. Mar. Biol. 1986. EUA. p 38.

Molejón⁸¹ es importante asegurar que el alimento adecuado esté disponible con suficiente anterioridad.

6.7 PARÁMETROS FISICOQUÍMICOS DEL AGUA EN LARVICULTURA.

6.7.1 Oxígeno disuelto. Los datos registrados para este parámetro, en las horas de la mañana en promedio para el tratamiento uno fue de $6,24 \pm 0,047$ mg/L; en el tratamiento 2 de $6,40 \pm 0,040$ mg/L y $6,18 \pm 0,046$ mg/L en el tratamiento 3, manteniéndose estables durante el periodo de estudio y dentro de los rangos establecidos para esta especie, como reporta Lajonchere y Molejón⁸² intervalos entre 5 - 7 ppm en muchas especies, aunque se puede aceptar valores de 4 mg/L (Figura 53).

6.7.2. Temperatura. Los datos registrados se mantuvieron estables obteniéndose en el tratamiento 1 una temperatura promedio de $28,52 \pm 0,044$ °C; tratamiento 2 de $28,46 \pm 0,025$ °C y en el tratamiento 3 de $28,50 \pm 0,017$ °C (Figura 54) encontrándose entre un intervalo de temperatura adecuado de 26 - 30 °C⁸³, los rangos obtenidos ayudaron mucho para alcanzar mejores resultados.

6.7.3. Salinidad. Este parámetro registrado durante el periodo de ensayo fue para el tratamiento 1 de $27,59 \pm 0,033$ ‰, en el tratamiento 2 de $27,64 \pm 0,030$ ‰ y tratamiento 3 de $27,56 \pm 0,034$ ‰ (Figura 55). De acuerdo a Lajonchere y Molejón⁸⁴ durante la primera alimentación se debe manejar una salinidad entre 25 - 30‰, de allí que se deben realizar las modificaciones que conlleven a obtener mejores resultados.

6.7.4. pH y Amonio. Los datos registrados para pH y amonio en los tres tratamientos se mantuvieron estables durante todo el periodo de ensayo, obteniendo un pH de 7,0 y un amonio de 0,0, valores que se encuentran entre el rango de aceptación de 6,5 a 8,5 (pH) y 0,0 a 0,4 mg/L (amonio) para la especie⁸⁵.

⁸¹ LAJONCHÈRE, L., CERQUEIRA, V. y REIS, M. Entregado c. Desarrollo embrionario y primeros estadios larvales del robalo gordo, *Centropomus parallelus* Poey (Pisces, Centropomidae) con interés para su cultivo. Hidrobiológica. Brasil. 1998. p. 241.

⁸² LAJONCHERE, Luis y MOLEJÓN, Olga. Op, cit p. 231

⁸³ Ibid., p. 229

⁸⁴ Ibid., p. 231.

⁸⁵ LAJONCHERE Luis y MOLEJÓN Olga. Op. cit. p. 214.

Figura 53. Oxígeno disuelto.

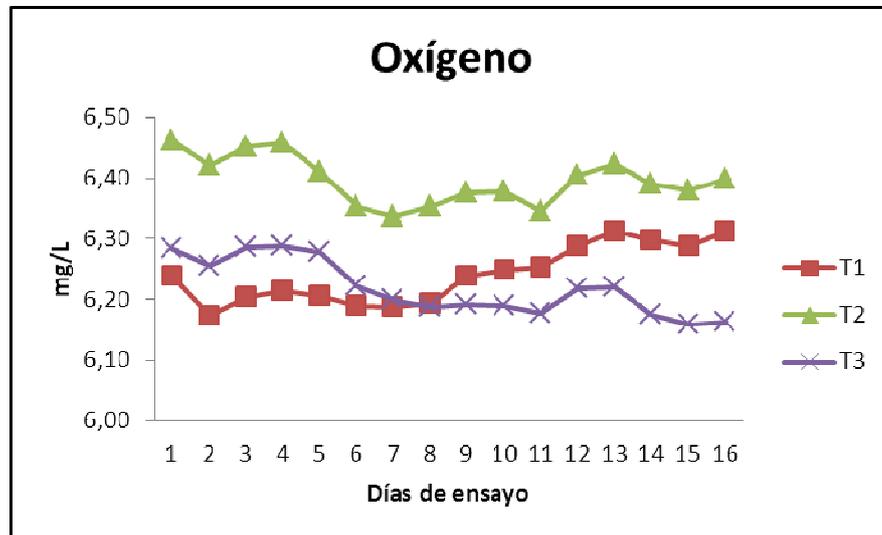


Figura 54. Temperatura.

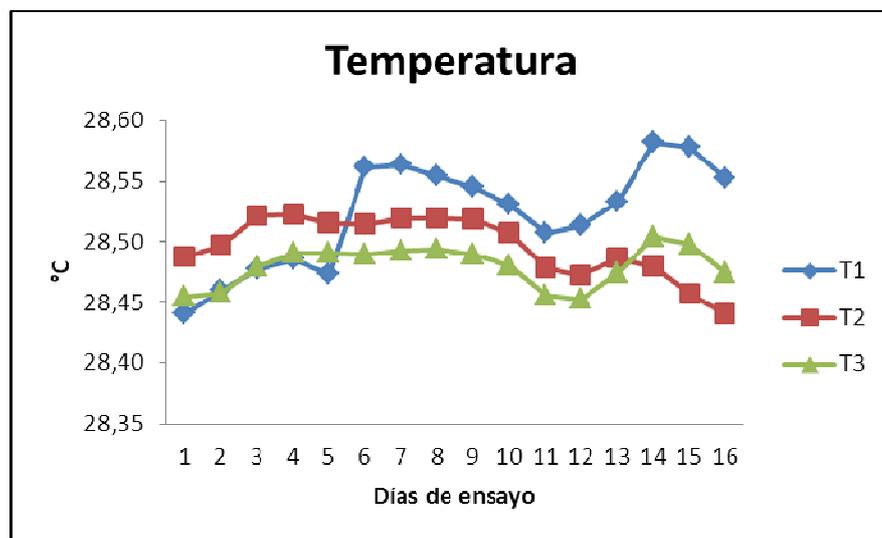
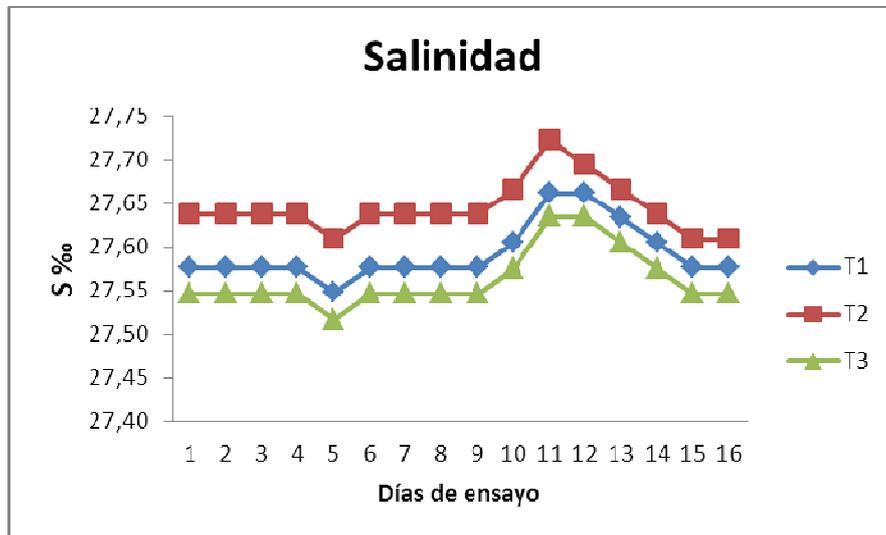


Figura 55. Salinidad



7. CONCLUSIONES Y RECOMENDACIONES

7.1 CONCLUSIONES

- A partir del día tres se da la aceptación de las larvas por consumir rotíferos de las dos cepas, presentándose el consumo hasta el final del ensayo, con incidencia de alimentación confinada en un 100% de consumo de alimento.
- El consumo promedio de alimento en las larvas fue mayor en el T3 con 4,19 rot/estómago de larva, seguido por el T1 con 3,88 y T2 con 3.57.
- El incremento de longitud no presento diferencias significativas debido a que no se cuenta con un sistema de medición exacta.
- Las larvas alimentadas con *B. rotundiformis* del T1 y las alimentadas con la combinación de las dos cepas *B. rotundiformis* y *B. plicatilis* en el T3 presentaron un mayor incremento de longitud entre 0,085 mm y 0,084 mm respectivamente.
- La cepa de rotíferos *B. rotundiformis* es la de mejor aceptación y de mayor consumo por las larvas de pargo lunarejo.
- La mejor sobrevivencia se presentó para el tratamiento tres con 0,7% utilizando las dos cepas de rotíferos *B. rotundiformis* y *B. plicatilis*, seguido por el T1 con 0,6% y T2 con 0,5% en la alimentación de larvas.
- Las larvas permanecieron más activas en el T3 donde había mayor variación de alimento vivo.
- Los parámetros fisicoquímicos en el ensayo se mantuvieron dentro de los rangos establecidos para el cultivo de larvas de pargo.

7.2 RECOMENDACIONES

- Evitar al máximo para los reproductores las situaciones de stress en términos de captura, transporte, manipulación, calidad de agua y alimentación porque influiría notablemente en la obtención de la calidad de los huevos y resistencia de las larvas.
- Reemplazar el método de enriquecimiento de rotíferos con protein HUFA a microalgas, con el fin de evitar la formación de películas grasosas en la superficie

de los tanques causantes de asfixia de larvas en la toma de aire para inflar la vejiga.

- Utilizar altas concentraciones de microalgas para que los recambios de agua sean bajos y el trabajo sea más eficiente.
- Trabajar con fotoperiodos más extensos para que las larvas tengan más oportunidad de capturar alimento vivo con el fin de obtener mejores resultados.
- Contar con buenas concentraciones de microalgas al realizar los recambios de agua diaria para mantener homogéneos los parámetros fisicoquímicos y que sirva como enriquecedor de alimento vivo.
- La concentración de luz debe ser homogénea en todos los tanques de larvicultura para que los resultados de las variables evaluadas sean más confiables y el mantenimiento de parámetros fisicoquímicos sea homogéneo.
- Se debe trabajar con densidades más altas de rotíferos en alimentación de larvas de pargo lunarejo y así obtener mayor sobrevivencia
- Reducir los niveles de stress de las larvas por manipulación, limpieza de los tanques, alimentación y fotoperiodo para incrementar la apetencia de estas por consumir alimento, mejorar incremento de talla y optimizar la sobrevivencia.
- Es importante utilizar piedras difusoras o aireadores que permitan generar burbujas que no sean tan pequeñas, porque las larvas las pueden confundir con alimento permitiendo incrementar la enfermedad de la burbuja.

BIBLIOGRAFÍA

AGUILERA, P. y NORIEGA P., Que es la acuicultura, Fondepesca, México, 1998. p.58.

ALARCÓN F. y MARTÍNEZ M. Fisiología de la digestión en larvas de peces marinos y sus aplicaciones al cultivo larvario en masa. Revista AquaTIC, No. 5. (Noviembre 1998). Disponible en Internet URL: <http://www.revistaaquatic.com/aquatic/art.asp?t=h&c=53>

ALLEN, G. Lutjanidae En: FISCHER, W.; KRUPP, W.; SCHNEIDER, C.; SOMMER, K.; CARPENTER, S. Y NIEM K. Guía FAO para la identificación de especies para los fines de la pesca. Pacífico centro-oriental. Vol. 3. Vertebrados- parte 2. 1995.

ALONSO, J. e IBARRA, S. Ensayos de reproducción inducida en el mapurito *callophysus macropterus*, 1819 (Siluriformes, Pimelodidae). Trabajo de grado (Biólogo Marino). Bogotá, Colombia: Fundación Universitaria de Bogotá Jorge Tadeo Lozano, Facultad de Biología Marina. 1991. p. 91.

ARANGO, M. Efecto de tres dietas con diferente contenido proteínico en la fase de alevinos a juveniles de tilapia roja (*Oreochromis mossambicus* albina x *Oreochromis nilóticos*) Tesis de grado a Tecnólogo en Acuicultura. Cali: Universidad del Valle, 1997. p.75.

ARANGO y LINARES. Cultivo artesanal de pargos (*Lutjanus sp.*) y bagre (Bagre spp.) en jaulas flotantes Túmaco. Pacífico Colombiano. 1994. p. 230.

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

BAGARINAO, T. Yolk resorption, onset of feeding and survival potential of larvae of three tropical marine fish species reared in the hatchery. Mar. Biol. EUA. 1986. p 38.

BANGUERA, W. Cultivo experimental de peces en canales intermareales, tilapia roja (*Oreochromis sp.*), en el golfo de tortuga. Informe final, INPA,1995. Buenaventura. p. 46.

- BARNABÉ, G. La cría de lubina y de dorada. En. Acuicultura, Vol.1. G.Barnabé (Ed.). Technique et Documentation (Lavoisier), París, 1989. p. 612.
- BEVERIDGE, M. C. C, Piscicultura en jaulas y corrales, modelos para calcular la capacidad de carga y las repercusiones en el ambiente. FAO, documento técnico de pesca. 1986. p 225.
- BEVERIDGE, M. and MUIR, J. Cage fish culture and lach lamand. Central Scotland Water Development Board. Sterling. Escocia, institute of aquaculture, University of Sterling.1992. p. 268.
- BOZA, J. CALVO, E. SOLIS, N. KOMEN, J. Desove inducido y crecimiento larval del pargo manchado, *Lutjanus guttatus*, en la estación de biología marina de Puntarenas, Costa Rica. Ciencias marinas. Vol.34. No. 2. 2008. p. 239-253
- CANO, Amado. Cultivo de larvas de pargo de la mancha *Lutjanus guttatus* utilizando rotíferos cultivados y colectados en estanques. Laboratorio Achotines. República de Panamá: s.n.e, 1997. p. 128.
- CARVAJAL, Miguel. Inducción y desove de robalo (*Centropomus nigrescens*) en cautiverio mediante la utilización de las hormonas HCG (Gonadotrofina Corionica Humana) y LHRHa (Luteinizing Hormone Ethylamine). Trabajo de grado (Acuacultor). Guayaquil. Ecuador: Escuela Superior Politécnica del Litoral, Facultad de Ingeniería Marítima y Ciencias del Mar. 1997. p. 90.
- CASTRO, T; ANDRADE, R; CASTRO, G; MEJIA, J y SANCHEZ, A. Alimento vivo en la Acuicultura, Departamento el hombre y su Ambiente. Bélgica. FAO. 1996. p.16.
- DAMAS, T.; BORRERO, M.; MILLARES, N. y GONZALES, E. Desarrollo embrionario y prelarval del caballerote (*Lutjanus griseus* Linne 1758) En: Revista Cubana de investigaciones pesqueras. Cuba: s.n.e., Vol. 3, No. 4 (Julio, 1978). p. 37.
- DRUZHININ, A. D. The range and Biology of shapperf (*fam Lutjanidae*). J. Ignyol. 1980. p. 735.
- EDA, H.; MURASHIGE, R.; OOZEKI, Y.; HAGIWARA, A.; EASTHAM, B.; BASS, P.; TAMARU, C. and LEE, C. Factors affecting intensive larval rearing of striped mullet, *Mugil cephalus*. Aquaculture. Orlando. 1990. p.105.
- FAO Fisheries information, D.S.U. Aquaculture production statistics, FAO Fisheries Circular 815, Rev. 9, Rome, FAO, 1986-1995. p.195.
- FOSSNER. Manual para la producción y uso de organismos zooplantónicos. 1972.

Disponible en internet. URL:[http:// www.cenaim.espol.edu.ec/ publicaciones/ Artemia/ 2-4 y 8-12.pdf](http://www.cenaim.espol.edu.ec/publicaciones/Artemia/2-4%20y%208-12.pdf).

FUKUSHO, K. Biology and mass production of the rotifer, *Brachionus plicatilis*. Int. Journal. Aq. Fish. Technol. Vol. 1 1989. p. 232-240.

GAMBOA, Jesús. Inventario Estación Acuícola Bahía Málaga. Buenaventura: Instituto Colombiano de Desarrollo Rural INCODER, 2006. p 20.

GAMBOA, Hernando y VALVERDE, Juan. Aspectos básicos para la reproducción del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869). En: Reproducción de peces del Trópico. Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural, Instituto colombiano de Desarrollo Rural (INCODER) y Universidad Nacional de Colombia, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia. Bogotá. 2005. p. 216.

GOLDAN, O.; POPPER, D. and KARPLUS, I. Management of size variation in juvenile gilthead sea bream (*Sparus aurata*): I. Particle size and frequency of feeding dry and live food. USA: s.n.e.1997. p. 181 -190.

GOMEZ, G. y CERVIGÓN, F. Perspectivas del cultivo de peces marinos en el Caribe sur y nordeste de Sudamérica. Revista Latinoamericana de Acuicultura. Vol. 34, 1987. p. 50.

HECHT, T and PIENAAR, A. A review of cannibalism and its implications in fish larviculture. In Journal of the World. USA: Aquaculture. Society, Vol. .24, No.8 (September, 1993). p. 246 – 261.

HERRERA, M. Desarrollo científico y tecnológico para el cultivo de pargos (*Lutjanus sp.*) en jaulas flotantes. México: Secretaria de pesca. Subsecretaria de fomento y desarrollo pesquero, Instituto de Acuicultura del estado de Sonora. 1994. p. 200.

LAJONCHÈRE, Luís y HERNÁNDEZ, Olga. Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América Latina y el Caribe: Diseño, Operación y Tecnologías. México: Universidad Autónoma de Tabasco, 1994. p. 424.

LAJONCHÈRE, L.; CERQUEIRA, V. y REIS, M. Entregado c. Desarrollo embrionario y primeros estadios larvales del robalo gordo, *Centropomus parallelus* Poey (Pisces, Centropomidae) con interés para su cultivo. Hidrobiológica. Brazil. 1998. p. 321.

- LEAVENS Patrick and SORGELOOS Patrick. Manual on the production and use of live food for aquaculture, laboratory of aquaculture and Artemia reference center, university of Ghent; Ghent, Belgium. 1996. p. 295.
- LEU, M; CHEN I. and FANG, L. Natural spawning and rearing of mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, larvae in captivity. Israeli Journal acuaculture/ Bamidgeh Vol 55. 2003. p. 22-30.
- MORENO, C. Ensayos de cría de robalos (Centropomidae), utilizando jaulas flotantes en la Bahía de Buenaventura. Universidad del Valle. Cali. Colombia. 1995. p.200.
- MORETTI, A.; FERNANDEZ, P.; CITTOLIN, G. y GUIDASTRI, R. Manual on hatchery production of seabass and gilthead seabream. Vol.1. Rome, FAO, 1999. p. 194.
- MUÑOZ, M. Alimento vivo para peces. Revista facultad de ciencias básica. Vol. 2. No. 1. p. 43-63.
- OCAMPO, P, Aplicación de técnicas de cultivos en jaulas flotantes para peces y camarones en zonas estuarinas de bahía Málaga. Unidad Nacional de ciencias y tecnologías del marco. Cali, 1990. p. 639.
- OCAMPO, P. y RUBIO, E. Fomento a la pesca artesanal de camarones y peces en jaulas flotantes, una alternativa a la pesca artesanal, comunidad de la Plata. Corporación Valle del Cauca. CVC. Informe final. 1989. p. 40.
- PARRISH, J. The trophic biology of snappers and groupers. In: J. J. Polovnia, & S. Ralston. Tropical snappers and groupers. Biology and fisheries management, Boulder, Colorado. Weistview Press. 1988. p. 115.
- PILLAY, T. Ressort and extensión services for Aquaculture development. FAO Tech. Conference on aquaculture. Kyoto. Japan.1976. p. 7.
- PINTOS, P. ROSALES, M. DUMAS, S. CORTÉS, H y ALCÁNTAR, J. Características reproductivas del huachinango del Pacífico (*Lutjanus peru*) en cautiverio. Panorama Acuícola Magazine. Mar/abr. 2004. p. 87. pp 97
- PRIETO, Martha. Zooplancton en la larvicultura de peces neotropicales. En: Memorias. V Seminario Internacional de Acuicultura. Universidad Nacional de Colombia. Bogotá, 2005. p 24.

- QUERALES, D. Descripción del desarrollo embrionario y larval del *Paralabrax dewegeri* Metzelaar, 1919 (pises: Serranidae). Trabajo de grado (Licenciado). Boca de Rio, Venezuela: Universidad del Oriente. 2001. p. 71.
- ROJAS, Mario. Fecundidad y época de reproducción “pargo mancha” *Lutjanus guttatus* (Pisces:Lutjanidae) en el golfo de Nicaya. En: revista de biología tropical. Costa Rica: s.n.e., Vol. 3, No. 44. (Julio, 1997). p. 447.
- RUBIO, E. Peces de importancia comercial para el pacífico colombiano. Cali: Centro de publicaciones. Universidad del Valle, 1988. p. 500.
- RUBIO, E.; LOAIZA, A y MORENO, C. Ensayos de cría de peces estuarinos de interés comercial utilizando jaulas flotantes alrededor de la bahía de Buenaventura. Mem. X Sem. Nal. de Ciencias del Mar. Bogotá. Colombia. 2001. p. 65.
- SAFINA, C. Las Pesquerías mundiales, en peligro. Investigación y ciencia. Prensa científica. Barcelona, España. 1996. p. 184.
- SINGHAGRAIWAN T and DOI M.. Induced spawning and larval rearing of the red snapper, *Lutjanus argentimaculatus* at the eastern marine fisheries development center, Japón. 1992. p. 183.
- SIPAÚBA, Lúcia e ROCHA Odette. Produção de plancton (fitoplancton e zooplancton) para alimentação de organismos acuáticos. Sao Pablo, Brasil: Rima Editora. 2003 p. 276.
- SHEPERP, J. and BROMAGE, N. Piscicultura intensiva. Editorial Aetribia. Zaragoza. España. 1999. p. 237.
- SIERRA, Juan. Inducción hormonal (HCG) al desove y larvicultura del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus* como alternativa de diversificación para la maricultura en el Pacífico colombiano. Corporación Centro de Investigación de la Acuicultura de Colombia – CENIACUA. Revista Electrónica de Ingeniería en Producción Acuícola. año II, vol. 2, 2007. p. 60
- SUAREZ, G. Aspectos sobre crecimiento y ciclo sexual del *Lutjanus guttatus* (stendochner) (*pisces Lujanidae*); pecifomes, en la costa pacífica colombiana. Tesis de grado, Universidad del Valle Cali, Colombia. 1992. p. 213.
- TORRES Gustavo, PRIETO Martha. GAMBOA Hernando. El potencial de un sistema de mesocosmos como alimento vivo en larvicultura del pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) (Steindachner, 1869) en la estación marina de Bahía Málaga-INCODER. Asociación Colombiana de Industriales y Armadores Pesqueros (ACODIARPE). Informe final. Buenaventura, Colombia. 2007. p 26.

TUCKER, J. Marine Fish Culture. Kluwer academic, Netherlands, first edition 1998. p. 710.

WATANABE, T. Nutritional quality of living feeds used in seed production of fish. Proc. 7th Japan-Soviet Joint Symp. Tokyo: Aquaculture center. 1979. p.187.

WATANABE W; ELLIS, E; ELLIS, S; CHAVES, J and MANFREDI, C. Artificial propagation of mutton snapper *Lutjanus analis*, a new candidate marine fish species for aquaculture. Journal World aquaculture. Soc. Vol. 29. 1998. p .176-187.

WATANABE, T.; KITAJIMA, C. and FUJITA. Nutritional values of live organisms used in Japan for mass propagation of fish: Japan: Aquaculture center, 1983. p. 200.

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.

ANEXOS

Anexo A. Formato toma de parámetros fisicoquímicos, alimentación, sobrevivencia, incremento de talla e Índice de Vélez.

Fecha		Dia	Long. mm	Conten		ALGAS			Rotífero	Copépodo	Artemia	Temp.	Salinid.	Oxig Dis	Amonio	pH	OBSERVACIONES
				Estom.	%	Sp.	Cel/ml.	Lts.	Ind./ml.	Ind./ml.	Millons	(°C)	(ppt)	(mg/L)	(mg/L)	Unidad	
	-1																
	0																
	1																
	2																
	3																
	4																
	5																
	6																
	7																
	8																
	9																
	10																
	11																
	12																
	13																
	14																
	15																

Anexo B. Formato de cosecha de larvas de pargo lunarejo (*Lutjanus guttatus*) Estación Acuícola de Bahía Málaga, ICA.

 ICA - ESTACION ACUICOLA BAHIA MALAGA CONTROL DIARIO TANQUES DE LARVICULTURA <small>Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural</small>							
TTOS/RÉPLICA	# larvas	% sobrevivencia	larvas iniciales	vol. tanque	Larv/L inicial	Larv/L final	larvas muertas
T1R1	100	0,5	20000	1000	20	0,1	19900
T1R2	125	0,5	20000	1000	20	0,125	19875
T1R3	143	0,7	20000	1000	20	0,1	19857
T2R1	110	0,5	20000	1000	20	0,1	19890
T2R2	115	0,6	20000	1000	20	0,1	19885
T2R3	96	0,5	20000	1000	20	0,1	19904
T3R1	123	0,6	20000	1000	20	0,1	19877
T3R2	135	0,7	20000	1000	20	0,1	19865
T3R3	130	0,6	20000	1000	20	0,1	19870

Anexo C. Parámetros fisicoquímicos de cultivo de rotíferos *Brachionus* en exteriores.



ICA - ESTACION ACUICOLA BAHIA MALAGA
CONTROL DIARIO TANQUES DE LARVICULTURA
Ministerio de Agricultura y Desarrollo Rural

Tanque	Día	O ₂	T°C	S ‰	pH
1	1	4,60	29,00	27,00	6,00
2	2	4,70	28,00	28,00	6,40
3	3	4,90	29,00	28,00	6,00
4	4	5,40	29,00	28,00	7,00
5	5	5,00	28,00	28,00	7,00

Anexo D. Longitud (mm) de larvas de pargo lunarejo (*L. guttatus*).

Día	T1	T2	T3
4	1,60	1,00	2,60
5	1,00	1,80	3,00
6	4,00	4,40	4,60
7	5,00	4,00	4,40
8	6,00	4,40	3,40
9	4,40	3,80	3,20
10	3,20	3,40	4,80
11	3,20	4,80	5,60
12	4,20	4,20	4,20
13	4,00	3,60	3,80
14	4,40	3,80	4,20
15	4,80	3,60	5,20
16	4,60	3,60	5,50

Anexo E. Análisis de Varianza de incremento de longitud (IL), en larvas de pargo lunarejo *L. guttatus*.

Fuente	Suma de Cuadrados	GL	Cuadrado Medio	F- Ratio	P-Valor
Modelo	11,4383	191	0,0598862	3,09	0,0000
Residuos	7,440	384	0,0193750		
Total(Corr.)	18,8783	575			

Dado que el p- valor en la tabla de ANOVA es mayor a 0,05 no hay diferencias significativas entre los tratamientos.

Anexo F. Prueba de contrastes relacionados con proporciones para la variable de índice de Vélez para estimar si existen diferencias entre las cepas de rotíferos en la alimentación de larvas de pargo lunarejo (*L. guttatus*).

Especies	B. rotundiformis	B. plicatilis	Total
IDV	75,00	80,00	155,00
Total	75,00	80,00	155,00

$$P_1 = \frac{X_1}{n_1} = \frac{75}{155} = 0,48$$

$$P_2 = \frac{X_2}{n_2} = \frac{80}{155} = 0,52$$

$$P = \frac{X_1 + X_2}{n_1 + n_2} = \frac{155}{310} = 0,5$$

$$P = \frac{0,48 + 0,52}{\sqrt{0,5(1 - 0,5)((1/155) + (1/155))}} = 11,49$$

Donde:

X_1 : rotíferos Japón (*B. rotundiformis*)

X_2 : rotíferos Estación (*B. plicatilis*)

n_1 y n_2 : Total de rotíferos de las dos cepas.

Dado que $Z = 11,49 > Z$ de la tabla de $Z = 1,96$ se rechaza la hipótesis nula H_0 y se acepta la hipótesis alterna H_a , por lo tanto con un 95 % de confiabilidad existen diferencias significativas entre la frecuencia de presas describiendo que el *B. plicatilis* es mas apetecido por las larvas con 0,52 individuos/larva y de 0,48 individuos/larva de *B. rotundiformis*.

Anexo G. Análisis estadístico de sobrevivencia con la prueba de Brand Senedecor.

Respuesta	T1	T2	T3	Total
Éxito	388,000	321,000	393,000	1102,000
Fracaso	59612,000	59679,000	59607,000	178898,000
Total	60000,000	60000,000	60000,000	180000,000
Pi	0,006	0,005	0,007	0,006
Pi*a_i	2,509	1,717	2,574	6,747

n = 3
 n - 1 = 2
 Alfa = 0,05
 1 - alfa = 0,95
 p = 0,006
 q = (1 - p) = 0,994

$$\chi^2_c = \frac{[\sum a_i \cdot p_i] - [p \cdot \sum a_i]}{pq}$$

$\chi^2_c = 8,855$

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

Dado que $\chi^2_c = 8.855$ es mayor que el $\chi^2_{t(1-alfa)} = 5.99$, existen diferencias significativas entre los tratamientos con un 95% de confianza y un margen de error del 5%, representando que el mejor tratamiento es T3 con 0,7% de sobrevivencia, seguido de T1 con 0,6% y por último el T2 con 0,5%.