

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

FACULTAD DE PESQUERÍA



**“CULTIVO Y PRODUCCIÓN DE POST-LARVAS DE
MACROBRACHIUM ROSENBERGII, EN LA EMPRESA
ACUACULTURA LAS PALMAS SAC - SAN MARTÍN”**

**TRABAJO DE SUFICIENCIA PROFESIONAL PARA OPTAR TÍTULO
DE INGENIERO PESQUERO**

FRED TRIGOZO LINAREZ

LIMA – PERÚ

2023

**La UNALM es titular de los derechos patrimoniales de la presente investigación
(Art. 24 - Reglamento de Propiedad Intelectual)**

TSP Fred Trigozo

INFORME DE ORIGINALIDAD



FUENTES PRIMARIAS

1	www.fao.org Fuente de Internet	7%
2	repositorio.unapiquitos.edu.pe Fuente de Internet	2%
3	docplayer.es Fuente de Internet	1%
4	www2.produce.gob.pe Fuente de Internet	1%
5	www.ecolex.org Fuente de Internet	1%
6	hdl.handle.net Fuente de Internet	<1%
7	repositorio.unajma.edu.pe Fuente de Internet	<1%
8	biblioimarpe.imarpe.gob.pe Fuente de Internet	<1%
9	www.slideshare.net Fuente de Internet	<1%

UNIVERSIDAD NACIONAL AGRARIA LA MOLINA

FACULTAD DE PESQUERÍA

**“CULTIVO Y PRODUCCIÓN DE POST-LARVAS DE
MACROBRACHIUM ROSENBERGII, EN LA EMPRESA
ACUACULTURA LAS PALMAS SAC - SAN MARTÍN”**

Presentado por:

FRED TRIGOZO LINAREZ

Trabajo de suficiencia profesional para optar el título de:

INGENIERO PESQUERO

Sustentado y aprobado por el siguiente jurado:

Dra. Jessie M. Vargas Cárdenas
Presidente

M.Sc. Fernacio S. Galecio Regalado
Miembro

M.Sc. César A. Cruz Castellón
Miembro

Dra. Beatriz E. Angeles Escobar
Asesor

Lima-Perú 2023

DEDICATORIA

A mis padres Davis y Polidoro, quienes con su experiencia y palabras me impulsaron siempre cada día a ser una mejor persona; a mi hermano Frank, que a su manera siempre me ayudó a seguir adelante pese a las dificultades del día a día; a Sergio, mi hermano de otra madre, quien estuvo en muchas etapas de mi vida dándome las palabras justas en los momentos necesarios.

AGRADECIMIENTOS

A mi asesora, Mg. Beatriz Elena Ángeles Escobar, por la guía, confianza y paciencia para el desarrollo y presentación del presente trabajo.

Al Biólogo José Carlos Gastelú, Director y Gerente de la empresa Acuicultura Las Palmas SAC por el apoyo y confianza para mi desarrollo profesional.

Al personal de trabajo de la Acuicultura las Palmas SAC, por su colaboración para compartir sus conocimientos en los distintos campos de trabajo.

INDICE GENERAL

I. INTRODUCCION	1
II. OBJETIVOS	3
II.1. Generales	3
II.2. Específicos	3
III. REVISION BIBLIOGRÁFICA	4
III.1. Generalidades	4
III.1.1. Taxonomía	4
III.1.2. Rasgos biológicos	5
III.1.3. Características morfológicas	5
III.1.4. Habidad y biología	6
III.1.5. Sistemas de producción	8
III.1.5.1. Suministro de semilla	8
III.1.6. Enfermedades y medidas de control	10
III.2. Marco legal	13
III.3. Buenas Prácticas Acuícolas (BPA)	15
III.3.1. Principios de las buenas prácticas en la acuicultura	15
III.3.1.1. Calidad	15
III.3.1.2. Inocuidad alimentaria	15
III.3.1.3. Bienestar animal	15
III.3.1.4. Bienestar del trabajador	15
III.3.1.5. Impacto ambiental	16
III.3.2. Uso de registros	16
III.4. Datos de producción	16
IV. MATERIALES Y METODOLOGÍA	17
IV.1. Ubicación del área de trabajo	17
IV.2. Materiales y métodos	17
IV.2.1. Equipos e instrumentos	17
IV.2.2. Metodología de trabajo	18
a. Recolección y procesamiento de datos	18
b. Análisis de la información obtenida	18
V. DESCRIPCIÓN DE LAS ACTIVIDADES	19
V.1. Manejo de los reproductores	19

V.2.Descripción del sistema de cultivo larval	19
V.3.Los filtros biológicos	22
V.4.La calidad de agua	23
V.5.Tanque de eclosión de larvas	25
V.6.El cultivo larval	28
V.7.Cosecha de post-larvas	30
V.8.Aclimatación y fortalecimiento	32
V.9.Siembra de pre-cría	33
V.10. Suministro eléctrico de emergencia	34
V.11. Alimentación	34
V.11.1. Alimento vivo <i>artemia sp.</i> para larvas de camarón	35
V.11.2. Preparación y manejo de la ración micronizada para larvas	39
VI. RESULTADOS Y DISCUSIONES	44
VI.1. Análisis del proceso	44
VI.2. Aplicación de medidas correctivas	46
VII. CONCLUSIONES	53
VIII. RECOMENDACIONES	54
IX. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS	55
X. ANEXOS	58

INDICE DE TABLAS

Tabla 1. Parámetros de calidad de agua en el cultivo de <i>Macrobrachium rosenbergii</i>	10
Tabla 2. Enfermedades y medias de control empleadas en cultivo de <i>Macrobrachium rosenbergii</i>	10
Tabla 3. Normas peruanas relacionadas a la acuicultura.....	13
Tabla 4. Características morfológicas a ser observadas en las larvas de <i>Macrobrachium rosenbergii</i> en relación a su edad y estadio de desarrollo.....	29
Tabla 5. Aporte porcentual de proteína y costo en el mercado de los ingredientes por ración para el alimento blando entregado a las larvas y post-larvas.....	42
Tabla 6. Resultados de supervivencia de las larvas y post-larvas de <i>Macrobrachium rosenbergii</i> por etapas de cultivo antes de aplicar medidas correctivas.....	44
Tabla 7. Porcentaje de supervivencia de las larvas de <i>Macrobrachium rosenbergii</i> hasta su cosecha como post-larvas antes de aplicar las medidas correctivas.....	44
Tabla 8. Tiempo de permanencia de las post-larvas de <i>Macrobrachium rosenbergii</i> en el área de aclimatación antes de aplicar medidas correctivas.....	45
Tabla 9. Resultados de supervivencia por etapas luego de aplicar las medidas correctivas.....	48
Tabla 10. Porcentaje de supervivencia de las larvas de <i>Macrobrachium rosenbergii</i> hasta su cosecha como post-larvas luego de aplicar las medidas correctivas.....	48
Tabla 11. Tiempo de permanencia de las post-larvas de <i>Macrobrachium rosenbergii</i> en el área de aclimatación luego de aplicar las medidas correctivas.....	49
Tabla 12. Comparación entre los valores de supervivencia y aclimatación antes y después de la aplicación de las medidas correctivas.....	49

INDICE DE FIGURAS

Figura 1. Ilustración de <i>Macrobrachium rosenbergii</i> adulto.....	4
Figura 2. Características morfológicas observadas en los distintos estadios larvales de <i>Macrobrachium rosenbergii</i>	7
Figura 3. Ciclo de producción de <i>Macrobrachium rosenbergii</i>	9
Figura 4. Ubicación geográfica de la granja camaronera Acuacultura Las Palmas SAC.....	17
Figura 5. Hembra ovígera de camarón <i>Macrobrachium rosenbergii</i>	19
Figura 6. Esterilización del agua mediante lampara ultravioleta.....	20
Figura 7. Sala de cultivo larval de <i>Macrobrachium rosenbergii</i>	20
Figura 8. Reservorio de agua de mezcla.....	21
Figura 9. Reservorio de agua dulce.....	21
Figura 10. Filtro mecánico de arena.....	22
Figura 11. Filtro biológico con anillos de cerámica para fijación de bacterias.....	23
Figura 12. Salinómetro refractómetro.....	24
Figura 13. Blower o compresor radial de 1 HP.....	25
Figura 14. Larvas en ultimo estadio de desarrollo embrionario.....	25
Figura 15. Extracción del segundo par de quelas de las hembras seleccionadas.....	26
Figura 16. Tanque de eclosión de huevos.....	26
Figura 17. Larvas recién colectadas con la tela de 100 micras.....	27
Figura 18. Siembra de larvas de <i>Macrobrachium. rosenbergii</i> en tanques de cultivo.....	27
Figura 19. Mallas para la fijación de post-larvas.....	31
Figura 20. Colecta de post-larvas en el tanque de cultivo.....	31
Figura 21. Limpieza y desinfección de los tanques de cultivo.....	31
Figura 22. Mantenimiento de los tanques luego de la cosecha.....	32

Figura 23. Piscina de aclimatación.....	33
Figura 24. Siembra de post-larvas en estanques de pre-cría.....	33
Figura 25. Grupo electrógeno de emergencia.....	34
Figura 26. Lata de quistes de <i>Artemia sp.</i>	34
Figura 27. Nauplios de artemia recién eclocionados.....	36
Figura 28. Hidratación y descapsulación de quistes.....	37
Figura 29. Lavado de quistes de artemia después de la descapsulación.....	37
Figura 30. Lavado y concentrado.....	38
Figura 31. Sembrado en recipiente de agua para eclosión.....	38
Figura 32. Cosecha de nauplios.....	38
Figura 33. Lavado de nauplios.....	39
Figura 34. Alimentación con nauplios de artemia.....	39
Figura 35. Preparación de la ración en baño maría y luego de la cocción.....	41
Figura 36. Tamizado para producir el alimento micronizado.....	41
Figura 37. Proceso para la obtención de post-larvas de <i>Macrobrachium rosenbergii</i> ...	43

INDICE DE ANEXOS

Anexo 1. Formato para la toma de parámetros.....	57
Anexo 2. Formato de mantenimiento de los filtros biológicos.....	58
Anexo 3. Registro de control de reproductores.....	59
Anexo 4. Formato de control del área de aclimatación.....	60
Anexo 5. Formato para el control del mantenimiento del suministro de emergencia.....	61

RESUMEN

El propósito del presente trabajo es analizar el proceso para la obtención de post-larvas de camarón gigante de malasia (*Macrobrachium rosenbergii*) en la granja camaronera Acuacultura Las Palmas SAC, en donde se llevó a cabo labores bajo el cargo de Jefe de Producción del Laboratorio de Post-larvas. Se busca describir todas las actividades involucradas, sus características, restricciones; identificando las falencias para el planteamiento de posibles mejoras. Se presenta un diagnóstico del estado de desarrollo de la actividad en años anteriores, con énfasis en los obstáculos que impidieron un mayor desarrollo; se presentan los puntos críticos y las restricciones que arroja el diagnóstico, en una primera parte se describen las actividades realizadas previas a mi ingreso en el centro de producción; en una segunda, los ajustes hechos en cada uno en los procesos de producción, desde la selección de los reproductores, el cuidado de la alimentación de las larvas, los parámetros del agua, el proceso de aclimatación, todo con el fin de obtener un mejor resultado.

Palabras claves: Camarón gigante, *Macrobrachium rosenbergii*, post-larvas, puntos críticos

ABSTRACT

This work analyzes the process for obtaining post-larvae of Malaysian giant prawn (*Macrobrachium rosenbergii*) at the Acuacultura Las Palmas SAC farm, where work was carried out under the position of Laboratory Production Manager of post-larvae. It seeks to describe all the activities involved, their characteristics and restrictions; also, the identification of shortcomings and the proposal of possible improvements. A diagnosis of the development state of the activity in previous years was presented, with emphasis on the obstacles that prevented further development. The critical points and the restrictions found in the diagnosis were presented. In the first part the activities carried out prior to my admission to the production center are described, and: in the second, the adjustments made in each one of the production processes, from the selection of the breeders, larvae feeding, the water quality parameters, acclimatization process, all in order to obtain better production results.

Keywords: Prawn, *Macrobrachium rosenbergii*, post-larvae, critical points

I. INTRODUCCIÓN

Los camarones de cultivo o de captura son productos de alto valor alimenticio y comercial a nivel mundial (Methil *et al.*, 2009) y debido a la alta demanda, su cultivo ha aumentado y la tendencia es hacia una intensificación de su manejo. Esto ha llevado a una real necesidad de aumentar la producción de post larvas motivando la construcción de más laboratorios para la producción de semilla con miras a satisfacer las demandas de los países insulares del Pacífico (Nandlal & Pickering, 2005).

La gran demanda del mercado consumidor por el camarón ha ocasionado muchos esfuerzos técnicos y científicos para disminuir los costos de producción y mejorar la productividad de post larvas de alta calidad en condiciones controladas (Rezaei *et al.* 2012).

El camarón *Macrobrachium rosenbergii* (De Man 1879) conocido como camarón gigante de Malasia, es una de las especies de cultivo en acuicultura más importantes, esta especie es originaria del sureste asiático y ha sido introducida a diferentes países del Norte y del Sur de América, África, Europa y Asia (New 2002; Rezaei *et al.*, 2012). La larvicultura de *M. rosenbergii* en el Perú, se inició en 1984 a nivel piloto experimental en la Universidad Nacional Agraria La Molina, abasteciendo a empresas de la selva central. Luego en 1985 se instaló una larvicultura privada en Cieneguilla - Lima, abasteciendo con post-larvas a Tarapoto y algunas localidades costeras (Orbegoso, 2000). Esto dio inicio, años más tarde, a la instalación de otros laboratorios de larvicultura en la ciudad de Lima, desarrollando el engorde de camarón en Lima (Cañete y Huacho) y San Martín (Tarapoto y Moyobamba). El desarrollo técnico – científico principalmente por empresas privadas permitió la producción de semillas de este camarón en localidades distantes del litoral costero mediante la tecnología de la filtración biológica. En el año 2011 se instaló el mayor centro productor de post-larvas de este camarón en la ciudad de Tarapoto, Región de San Martín, construido por la empresa Casa Banquero Agroindustria SAC la cual, usando un sistema de recirculación, produce en la actualidad cerca de medio millón de post-larvas por mes.

El presente trabajo tiene por finalidad describir y analizar las distintas fases de producción de post-larvas de *Macrobrachium rosenbergii*, en la empresa Acuicultura Las Palmas SAC, identificando los puntos críticos y proponiendo mejoras en la cadena productiva de la misma.

II. OBJETIVOS

2.1 Generales:

- Documentar, identificar y analizar el proceso de cultivo para la obtención de post-larvas de *Macrobrachium rosenbergii*, identificando los puntos críticos de la cadena productiva, proponiendo mejoras para la misma.

2.2 Específicos:

- Describir el proceso productivo de post-larvas de camarón gigante de Malasia *Macrobrachium rosenbergii* en la empresa Acuicultura Las Palmas SAC.
- Identificar los puntos críticos en la cadena productiva de post-larvas.
- Determinar el rendimiento de la producción, desde la obtención de larvas (día 01 de cultivo) hasta la cosecha final de las post-larvas luego del proceso de aclimatación (día 25 – 30 de cultivo), proponer alternativas de mejora en la producción.

III. REVISIÓN BIBLIOGRÁFICA

3.1 Generalidades

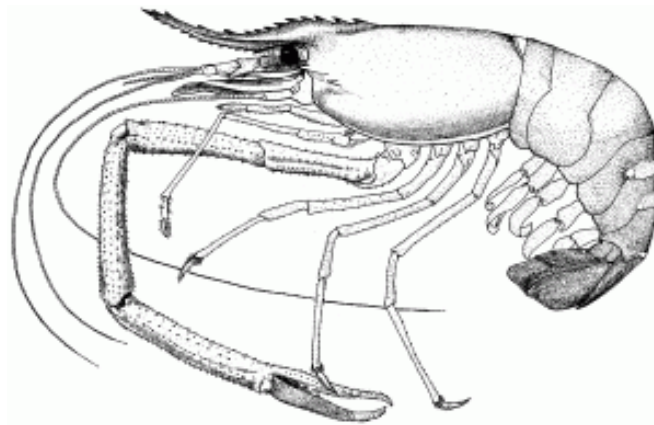
3.1.1 Taxonomía:

Según la *Integrated Taxonomic Information System* (ITIS) el camarón gigante de Malasia *Macrobrachium rosenbergii* se clasifica de la siguiente manera:

Reino	:	Animalia
Phylum	:	Arthropoda
Clase	:	Malacostraca (Latreille, 1802)
Orden	:	Decapoda (Latreille, 1802)
Familia	:	Palaemonidae (Rafinesque, 1815)
Género	:	<i>Macrobrachium</i> (Bate, 1868)
Especie	:	<i>Macrobrachium rosenbergii</i> (De Man, 1879)

Figura 1.

Ilustración de *Macrobrachium rosenbergii* adulto



Nota: Imagen tomada del manual de crianza de la FAO (2022)

3.1.2 Rasgos biológicos:

Los machos pueden alcanzar una longitud total de 320 mm; las hembras 250 mm. El cuerpo usualmente verdoso a pardo grisáceo, algunas veces más azulado y más oscuro en los especímenes más grandes. Las antenas a menudo azules; los quelípedos azules o naranjas; presenta 14 somitos dentro del cefalotórax, el cual está cubierto por un gran escudo dorsal (caparazón); el caparazón es liso y duro. El rostro largo, normalmente alcanza más allá de la escama antenal, es delgado y algo sigmoideo; la parte distal algo curvada hacia arriba; presenta 11-14 dientes dorsales y 8-10 ventrales. El cefalón contiene ojos, anténulas, antenas, mandíbulas, maxílulas y maxilas. Los ojos son pedunculados, excepto en el primer estadio larval. El tórax contiene tres pares de maxilípedos, usados como piezas bucales y cinco pares de pereiópodos (patas verdaderas). Los dos primeros pares de pereiópodos quelados; cada par de quelípedos de igual tamaño. Los segundos quelípedos sostienen numerosas espínulas, son robustos; delgados; pueden ser excesivamente largos; el dedo móvil cubierto con una pubescencia densa, aunque más bien corta. El abdomen tiene seis somitos, cada uno con un par de pleópodos ventrales (natatorios). Los pleópodos del sexto somito abdominal rígidos y duros, formando con el telson medio el abanico de la cola (urópodos). Once estadios larvales diferentes (FAO 2022).

3.1.3 Características morfológicas:

El camarón gigante de malasia se puede diferenciar de manera más sencilla de otras especies del mismo género si se tiene en cuenta las siguientes características (Holthius, 2000):

- Es el más largo de todas las especies de *Macrobrachium*. Los machos pueden alcanzar una longitud total (de la punta del rostrum a la punta del telson) de hasta 320 mm, mientras que las hembras de 250 mm.
- Se caracterizan por un largo rostrum (que sobrepasa la escama antenal). Dicho rostrum es delgado y semi sigmoideo con la parte distal ligeramente curvada hacia arriba; dorsalmente el rostrum tiene de 11 a 14 dientes (los 2 primeros están ubicados detrás de la órbita, mientras que los demás se encuentran a lo largo del rostrum) y de 8 a 10 dientes ventrales, siendo esta una característica propia del *Macrobrachium rosenbergii*.0020

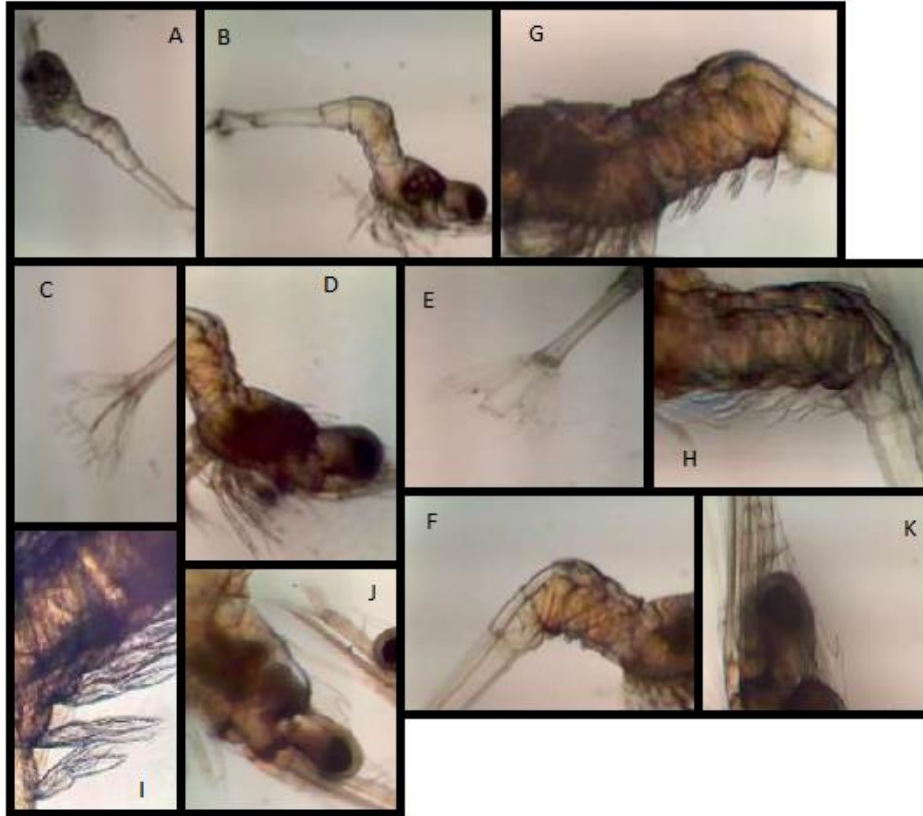
- El telson es un apéndice mediano ubicado en el margen posterior del sexto anillo, es alargado y de forma triangular con 2 pares de espínulas dorsales; en el *Macrobrachium rosenbergii* la punta del telson sobrepasa las espínulas posteriores.
- El segundo par de quelópodos son fuertes, provistos de numerosas espínulas y mucho más gruesas que los demás. Tanto la derecha como la izquierda son muy similares en forma y tamaño. En los machos adultos estos se vuelven muy largos, alcanzando la escama antenal.
- El dedo móvil del segundo par de quelópodos del macho adulto está cubierto por una vellosidad densa y corta (con excepción de la parte distal externa), la misma que no se encuentra en el dedo fijo o en el resto de quelópodos.

3.1.4 Hábitat y biología:

Esta especie vive en ambientes tropicales de agua dulce influenciados por áreas adyacentes de aguas salobres. A menudo se le encuentra en condiciones extremadamente turbias. Las hembras grávidas migran río abajo a los estuarios, donde los huevos eclosionan como larvas nadadoras libres en agua salobre. Antes de metamorfosear en post-larvas (PL), las larvas planctónicas pasan a través de varios estadios:

Figura 2.

Características morfológicas observadas en los distintos estadios larvales de M. rosenbergii.



Nota: **A:** estadio I, ojos pegados al cuerpo, planctónicas. **B:** estadio II, ojos con pedúnculo. **C:** aparición del primer par de urópodos. **D:** estadio IV, formación de la espina dorsal. **E:** estadio V, aparición del segundo par de urópodos y telsum rectangular. **F:** estadio VI, esbozo de pleópodos y ligero dobles hacia el interior. **G:** estadio VII, pleópodos birramados. **H:** estadio VIII, presencia de algunas cerdas en los pleópodos. **I:** estadio IX, pleópodos llenos de cerdas. **J:** estadio X, rostrum con 3 o 4 espinas dorsales. **K:** estadio XI, rostrum con muchas espinas dorsales y cerdas entre las espinas.

Fuente: Gastelú, J. (2019)

Después de la metamorfosis, las PL adoptan un estilo de vida más bentónico y comienzan a migrar río arriba hacia el agua dulce. Las larvas nadan activamente con la cola hacia delante y el lado ventral hacia arriba. Desde el estadio de PL en adelante, los camarones nadan hacia adelante, con el lado dorsal hacia arriba (FAO 2022).

Machos y hembras tienen diferentes tasas de crecimiento y los machos exhiben crecimiento individual heterogéneo (HIG); estos son factores vitalmente importantes en el manejo de engorda. Existen tres distintos morfotipos de machos (y un número de tipos intermediarios): machos pequeños (SM), machos de pinzas naranjas (OC) y machos de

pinzas azules (BC). La secuencia normal de desarrollo de un macho es SM → OC → BC. Los machos BC tienen los segundos pereiópodos extremadamente largos; aquellos de los machos OC son de color dorado; los SM tienen pinzas pequeñas, delgadas, casi translúcidas. La transición desde el morfotipo OC de crecimiento rápido al BC de crecimiento lento sigue una pauta de crecimiento del tipo "a saltos". Un OC metamorfosea a un BC sólo después que ha llegado a ser más grande que el más grande de los BC en su vecindad. La presencia de este nuevo macho BC entonces retrasa la transición del próximo OC al morfotipo BC, haciendo que éste alcance un tamaño más grande después de su metamorfosis. Los machos BC dominan a los machos OC, independiente de su tamaño y reprimen el crecimiento de los SM (FAO 2022).

3.1.5 Sistemas de producción:

3.1.5.1 Suministro de semilla:

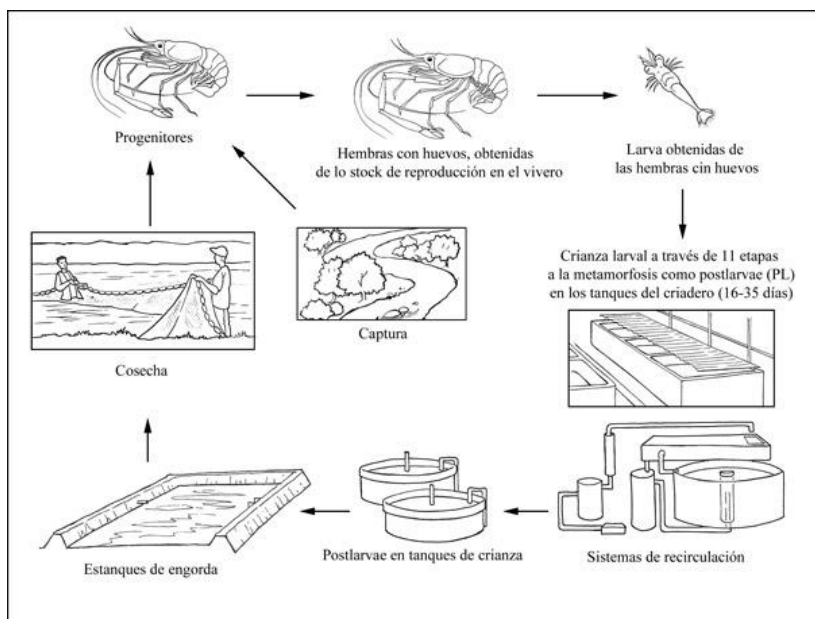
Cuando se requieren para su uso en los criaderos, las hembras reproductoras usualmente se obtienen desde los estanques de engorda, pero a veces también desde las capturas de la pesquería. Normalmente, las hembras portadoras de huevos "hembras ovadas" son usadas sólo una vez. Las granjas comerciales en regiones tropicales generalmente no mantienen reproductores cautivos para propósitos de crianza, pero en regiones templadas los adultos son invernados dentro de las instalaciones para sembrar los estanques con PL lo más temprano posible en la corta estación de engorda. La proporción típica macho a hembra en los sistemas de mantención de reproductores es de 1-2 machos BC o 2-3 machos OC por 20 hembras, a una densidad total de siembra de uno langostino por 40 litros. La fertilización ocurre externamente, a las pocas horas después de la cópula, en la medida que los huevos son transferidos a la cámara de cría debajo del abdomen. Los huevos permanecen adheridos a la hembra durante el desarrollo embrionario, el cual dura alrededor de 3 semanas. Al momento de la eclosión, se producen zoeas que nadan libremente. Dependiendo del tamaño de la hembra ovada, ellas pueden llevar entre 5 000 y 100 000 huevos. Los huevos son naranjas hasta 2-3 días antes de la eclosión, cuando ellos se tornan gris-negro (FAO 2022).

La metamorfosis individual se puede lograr en un mínimo de 16 días, pero usualmente demora mucho más, dependiendo de las condiciones ambientales. En los criaderos comerciales, la mayoría de las larvas metamorfosea alrededor del día 32-35 a la temperatura óptima (28-31 °C) (FAO 2022). La crianza de larvas típicamente ocurre en

agua salobre de 12 ‰ y los criaderos son ya sea del tipo flujo abierto (donde una proporción del agua para crianza es reemplazada regularmente) o con recirculación (donde se usa una variedad de sistemas que involucran filtros físicos y biológicos para minimizar el uso de agua). Cualquiera de estos dos tipos de criadero puede estar en tierra (continental) o en el borde costero (FAO 2022). Los criaderos en tierra producen el agua salobre mezclando agua dulce con agua de mar transportada desde la costa, o con salmuera acarreada desde las salinas, o con agua de mar artificial. Algunos criaderos de flujo abierto usan un sistema de "agua verde", el cual involucra fertilización, para estimular el crecimiento de fitoplancton (principalmente *Chlorella sp.*), que se piensa mejora la calidad del agua y aumenta la sobrevivencia larval; otros operan un régimen de "agua clara" (FAO 2022). Los sistemas de alimentación varían ampliamente, pero típicamente incluyen camarones salinos (*Artemia salina*) que se dan de alimento varias veces por día al comienzo, reduciéndose a una sola alimentación diaria al estadio larval 10. Los alimentos preparados (usualmente un natilla de huevo conteniendo carne de mejillón o pescado, calamar, u otros ingredientes) se introduce al estadio tres con una frecuencia de alimentación que se va aumentando hacia la metamorfosis. Algunos criaderos están integrados con instalaciones de incubación, vivero y engorda (FAO 2022).

Figura 3.

Ciclo de producción de Macrobrachium rosenbergii



Nota: Imagen tomada del manual de crianza de la FAO (2022)

Tabla 1.

*Parámetros de calidad de agua en el cultivo de *Macrobrachium rosenbergii*.*

PARÁMETRO	VALORES
Temperatura	25°C
Oxígeno disuelto	Mínimo 3 mg/L
Transparencia	30-40 cm
pH	7-8
Alcalinidad (CaCO ₃)	20-100 mg/L
Dureza (CaCO ₃)	20- 100 mg/L

Fuente: Ribeiro y Logato (2002)

3.1.6 Enfermedades y medidas de control:

Los principales problemas de enfermedades que afectan a *Macrobrachium rosenbergii* generalmente ocurren debido a un tratamiento inadecuado del agua que ingresa al cultivo, mal manejo, sobrepoblación en los estanques, malas condiciones sanitarias y procedimientos inexistentes o inadecuados de cuarentena (FAO 2022). Las medidas para combatir estos problemas son referidas como **mejoras en el manejo** (MM) en el cuadro de abajo, la cual registra algunas de las enfermedades más importantes.

Tabla 2.

*Enfermedades y medidas de control empleadas en cultivo de *Macrobrachium rosenbergii**

ENFERMEDAD	AGENTE	TIPO	SINDROME	MEDIDAS
MMV (Virus del Músculo de <i>Macrobrachium</i>)	Tipo Parvo virus	Virus	El tejido infectado se torna opaco, con necrosis progresiva; afecta a los juveniles	MM
WSBV (Síndrome del punto Blanco <i>Baculovirus</i>)	Baculovirus	Virus	Puntos blancos; afecta a los juveniles	MM

Enfermedad viral sin nombre	Nodavirus	Virus	Cola blancuzca; afecta a las larvas	MM
Punto negro; Puntos café; Enfermedad del caparazón	<i>Vibrio;</i> <i>Pseudomonas;</i> <i>Aeromonas</i>	Bacterias	Lesiones melanizadas; afecta todos los estadios del ciclo de vida, pero más frecuentemente se observa en juveniles y adultos	MM; ácido oxolínico; nifurpurinol
Necrosis bacterial	<i>Pseudomonas;</i> <i>Leucothrix</i>	Bacterias	Similar al punto negro, pero sólo afecta las larvas, especialmente a los estadios IV y V	MM; nifurpurinol; eritromicina; penicilina-estreptomicina; cloranfenicol
Síndrome de la luminescencia larval	<i>Vibrio harveyi</i>	Bacteria	Larvas moribundas y muertas luminiscentes	MM; cloranfenicol; furazolidone
Enfermedad de la postlarva blanca	Rickettsia	Bacteria	Larvas blancas, especialmente estadios IV y V	MM; oxitetraciclina; furazolidone; aplicar cal viva al estanque, previo a la siembra
Infección fúngica sin nombre	<i>Lagenidium</i>	Hongo	Red micelial extensiva visible a través del exoesqueleto de las larvas	MM; trifluralin; mertiolato
Infección fúngica sin nombre (a menudo)	<i>Fusarium solani</i>	Hongo	Infección secundaria; afecta a los adultos	MM

asociada con				
IMN - ver				
abajo)				
Infecciones sin nombre por levaduras	<i>Debaryomyces hansenii;</i> <i>Metschnikowia bicuspidata</i>	Hongos / Levaduras	Tejido muscular amarillento, grisáceo o azuloso en los juveniles	MM
Infecciones por Protozoos	<i>Zoothamnium;</i> <i>Epistylis;</i> <i>Vorticella;</i> <i>Opercularia;</i> <i>Vaginicola;</i> <i>Acineta;</i> <i>Podophyra;</i> etc.	Protozoos	Parásitos externos que inhiben la natación, la alimentación y la muda; afectan todos los estadios del ciclo de vida	MM; formalina; mertiolato; alguicidas basados en cobre
IMN (Necrosis Idiopática Muscular)	enfermedad ambiental	Desconocido	Color blancuzco en el tejido estriado de la cola y apéndices; en estado avanzado, las áreas necróticas pueden volverse rojizas; afecta todos los estadios del ciclo de vida	MM
MCD (Enfermedad del Ciclo Medio)	etiología indeterminada	Desconocido	Letargo; natación en espiral; alimentación y crecimiento reducidos; color del cuerpo gris azulado; afecta las larvas, especialmente los estadios VI y VII	MM; desinfección del hatchery
EED (Enfermedad de la Trampa de la	etiología indeterminada	Desconocido, pero probablemente	Deformidades localizadas; los individuos	MM; enriquecimiento de la dieta

Exuvia), también conocida como MDS (Síndrome de la Muerte al Mudar)	causas múltiples, incluyendo deficiencia nutricional	afectados fracasan en completar la muda; afecta los estadios larvales tardíos; también ocurre en post- larvas, juveniles y adultos
--	--	---

Fuente: FAO (2022)

3.2 Marco Legal

En la actualidad, el cultivo de camarón gigante de Malasia en el Perú está regido por legislaciones de carácter obligatorio, algunas de las cuales se mencionan en la siguiente tabla:

Tabla 3.

Normas peruanas relacionadas a la acuicultura.

Tipo de documento	Título	Relación con la acuicultura
Decreto Ley N°1195 (Aprobado el 30 de agosto del 2015)	Ley General de Acuicultura	Su objetivo principal es el de fomentar, desarrollar y regular la acuicultura, en sus diversas fases productivas en ambientes marinos, estuarinos y continentales.
Ley N° 27460 (Aprobado el 25 de mayo del 2011)	Ley de promoción y desarrollo de la Acuicultura	Regula y promueve la actividad acuícola en aguas marinas, continentales o salobres, como fuente de alimentación, empleo e ingresos. Se crea la Comisión Nacional de Acuicultura en el Ministerio de Pesquería.

<p>Decreto Supremo N°001-2010 Produce (Aprobado el 07 de enero del 2011)</p>	<p>Plan Nacional de Desarrollo Acuícola (PNDA)</p>	<p>Política del Ministerio de la Producción para el desarrollo de la acuicultura sostenible en el Perú, para las distintas dependencias que desarrollen actividades de acuicultura en coordinación permanente con el Despacho Viceministerial de Pesquería del Ministerio de la Producción a través de la Dirección general de acuicultura.</p>
<p>Ley N°28559 (Publicado el 29 de junio del 2005)</p>	<p>Ley del Servicio Nacional de Sanidad Pesquera (SANIPES)</p>	<p>Tiene como finalidad lograr una eficaz administración que establezca y mantenga procedimientos que promuevan y certifiquen la calidad de los recursos y/o productos pesqueros y acuícolas a fin de proteger la salud de los consumidores.</p>
<p>Decreto Supremo N°025-2015 PROCUCE (Aprobado el 15 de diciembre del 2015)</p>	<p>Texto Único de Procedimientos administrativos (TUPA) del Organismo Nacional de Sanidad Pesquera (SANIPES)</p>	<p>Comprende todos los procedimientos requeridos por los administrados para satisfacer sus intereses o derechos, además de la descripción clara y taxativa de todos los requisitos exigidos, su calificación, la evaluación que corresponda y el pago del derecho de trámite en caso proceda, para cada procedimiento administrativo.</p>

3.3 Buenas Prácticas Acuícolas (BPA)

Son un conjunto de procedimientos del manejo productivo en la actividad acuícola, que son necesarios para obtener productos inocuos y de calidad conforme a las leyes y reglamentaciones de los sectores competentes. Estos procedimientos están orientados por principios y tienen por fin que el producto cumpla con determinados requisitos (PRODUCE, 2011).

El uso de registros, permite documentar la vida del producto y demostrar su inocuidad y calidad, además de permitir establecer sistemas de trazabilidad en cualquier etapa de su ciclo de vida/producción.

3.3.1 Principios de las buenas prácticas en acuicultura

Para asegurar el cumplimiento de las buenas prácticas en acuicultura, se establecieron 5 principios básicos se listan a continuación:

3.3.1.1 Calidad:

Definido como todas las características de un producto que satisfacen las necesidades y expectativas del cliente

3.3.1.2 Inocuidad alimentaria:

Es la garantía de que un alimento no causará daños al consumidor cuando es preparado y/o ingerido de acuerdo a su uso propuesto (Codex Alimentarius, 2009).

3.3.1.3 Bienestar Animal:

En este punto entran todas las consideraciones a tener en el proceso productivo que se realice, dado que se trabaja con especímenes de *Macrobrachium* vivos, asegurar su bienestar conlleva a la obtención de mejores post-larvas.

3.3.1.4 Bienestar del trabajador:

El bienestar de trabajador del centro se debe asegurar cumpliendo algunas actividades como capacitaciones continuas, contar con el equipamiento básico necesario para las actividades que realicen, asegurar un régimen laboral acorde al plan de actividades de la granja: así como también, se debe contar con plan de análisis de riesgos, procedimientos de higiene y saneamiento de equipos e indumentaria, servicios higiénicos, etc.

3.3.1.5 Impacto Ambiental:

Es el efecto que produce una determinada acción humana sobre el medio ambiente en sus distintos aspectos, en contra de los procesos naturales (PRODUCE, 2011).

Cuando la actividad realizada ocasiona perjuicios al medio ambiente hablamos de un impacto ambiental negativo, razón por la cual se debe formular una política de manejo y control del impacto ambiental, en la cual se debe plasmar todas las actividades a realizarle para su mitigación.

3.3.2 Uso de registros

Es uno de los fundamentos básicos en la implementación y aplicación de cualquier programa de Buenas Prácticas Acuícolas, permite mantener orden, controlar las actividades a realizar, orientarlas para su desarrollo y demostrar la aplicación del BPA, además de ser la base para implementar cualquier programa de trazabilidad.

3.4 Datos de producción

La región de San Martín es en la actualidad una de las principales productoras de esta especie, representando así el 92.9% de la producción nacional para el año 2019 (PRODUCE 2022).

El íntegro de la producción nacional se destina al consumo interno.

El precio de venta varía entre S/.40 a S/.60 nuevos soles/kg, siendo el tamaño de los individuos la variable determinante.

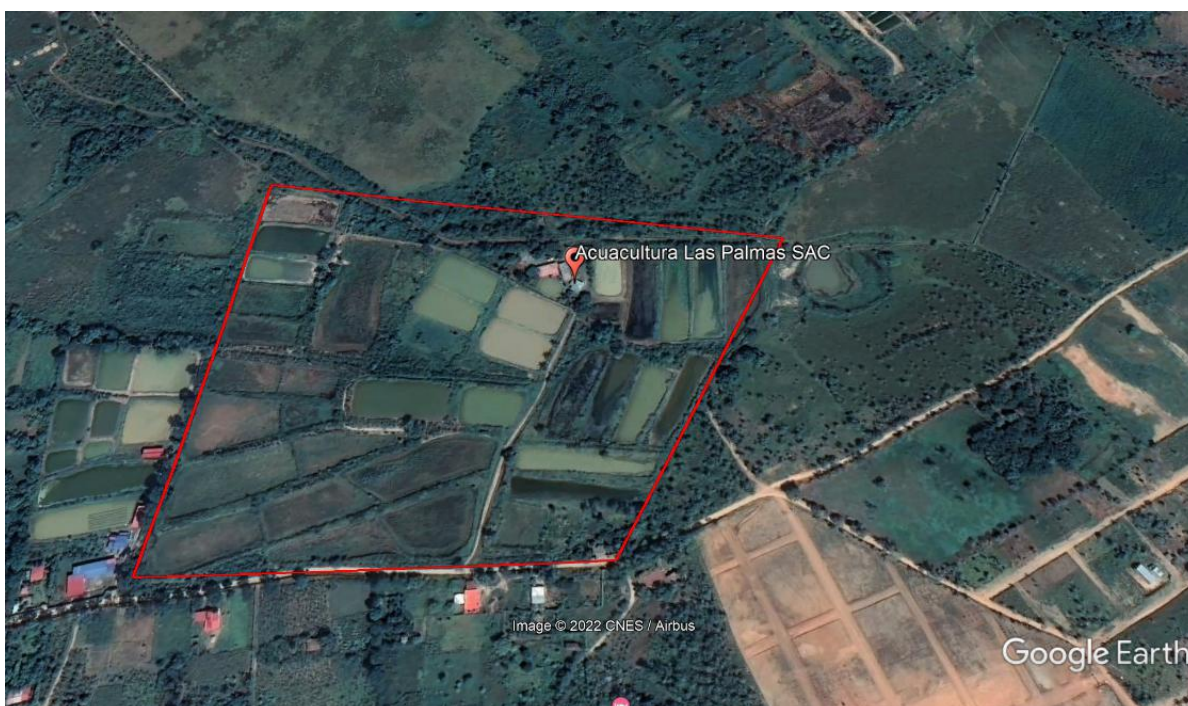
IV. MATERIALES Y METODOLOGÍA

IV.1 Ubicación del área de trabajo:

El presente trabajo fue llevado a cabo en el laboratorio de producción de post-larvas de la Granja camaronera de nombre Acuacultura Palmas SAC, ubicada en el Caserío Las Palmas, distrito de la Banda de Shilcayo, Provincia y Departamento de San Martín (6°31'15.97"S; 76°19'58.75"O).

Figura 4.

Ubicación geográfica de la granja camaronera Acuacultura Las Palmas SAC



Fuente: Google Earth Pro (2022).

IV.2 Materiales y métodos:

IV.2.1 Equipos e instrumentos

- Equipo de computación (Laptop Toshiba Harman/Kardon, Impresora Epson L3110)
- Útiles de escritorio (Blog de notas, papel bond, lapiceros, lápiz, folder, etc.)
- Celular multimedia (LG - A31).

- Equipos para medición de parámetros de agua (potenciómetro, oxímetro, conductímetro, kit multi parámetros).

IV.2.2 Metodología de trabajo

El presente trabajo se llevó a cabo en 2 etapas:

a. Recolección y procesamiento de datos:

Se realizó un registro de todas las actividades realizadas en el laboratorio de producción de post-larvas, datos técnicos por parte del personal encargado, para su posterior análisis

b. Análisis de la información obtenida:

Con la información obtenida, se llevó a cabo un análisis de todo el proceso productivo para la obtención de post-larvas, las operaciones que se realizan, punto por punto; así como también, los criterios que se consideran para su desarrollo.

:

- Elaborar un diagnóstico
- Determinar los aspectos a mejorar
- Elaborar propuestas de mejora para su aplicación inmediata

V. DESCRIPCIÓN DE LAS ACTIVIDADES

V.1 El manejo de los reproductores:

Luego de realizarse varios muestreos en campo, los cuales consistían en extraer un promedio de 200 individuos y revisarlos; se ha estimado que mensualmente se encuentra aproximadamente un 15 a 20% del total de hembras con huevos (**Figura 5**) en última fase de desarrollo embrionario, estas hembras son colectadas y transportadas al laboratorio, donde se les retira el segundo par de periopodos para evitar que se ataquen entre ellas y se retiran los huevos, luego son desinfectadas en 60 ppm de formol por una hora (2.5ml de formol en 30 litros de agua) y colocadas en el tanque de eclosión a una salinidad de 10 unidades prácticas de salinidad (UPS), temperatura de media de 28° C, pH entre 7.8 y 8.2, y con aireación continua.

Figura 5.

Hembra ovígera de camarón M. rosenbergii.



V.2 Descripción del cultivo larval:

La infraestructura es constituida por tres áreas: el área seca, donde se encuentran las áreas de microscopía y análisis físico químicos de agua; el área húmeda, donde se

preparan los alimentos, el área de eclosión de huevos y cultivo larval (**Figura 7**) donde se encuentran los tanques de cultivo circulares de fibra de vidrio de volumen útil de 1000 litros y con una altura del tirante de agua de aproximadamente 0.8 metros. Cada tanque de cultivo larval debe estar unido a un filtro biológico, y todos los tanques están integrados a un sistema de recirculación que pasa por una unidad de tratamiento de agua, que consiste en el paso de la misma por un sistema de esterilización de luz ultravioleta (**Figura 6**), también, todo el volumen de agua se filtra por cartuchos de 1 micra. Los filtros biológicos se encargan de transformar el amonio excretado por las larvas a nitrato, compuesto que no es tóxico en bajas concentraciones para las larvas.

En cada filtro biológico hay un sistema de filtración mecánica previo, lo que impide la entrada de materia orgánica gruesa al filtro biológico.

El agua después del tratamiento retorna a los tanques de cultivo a través de bombas sumergibles con capacidad de 3200 litros/hora cerrando así el sistema de recirculación.

Figura 6.

Esterilización del agua mediante lámpara ultravioleta



Figura 7.

*Sala de cultivo larval de *Macrobrachium rosenbergii*.*



El sector de eclosión de huevos (conocido también como “maternidad”) está compuesto por un tanque rectangular de fibra de vidrio de 1000 litros de volumen útil y otro circular de 100 litros para recibir las larvas, que se coloca al frente y se une mediante un tubo de 2 pulgadas por rebose. El agua junto con las larvas recién nacidas cae del tanque rectangular al tanque circular de 100 litros, dentro del cual, hay un filtro de 100 micras que permite la salida del agua y retiene las larvas, quedando concentradas.

Existen los tanques reservorios para almacenar agua de mezcla y también agua dulce (**Figura 8**), también se tienen los tanques para decantación de agua del medio ambiente que puede llegar con material en suspensión (**Figura 9**) esta agua se usa preferentemente para la aclimatación de las post-larvas a agua dulce, esta agua pasa por un filtro mecánico de arena (**Figura 10**).

Figura 8.

Reservorio de agua de mezcla



Figura 9.

Reservorio de agua dulce.



Figura 10.

Filtro mecánico de arena.



V.3 Los filtros biológicos:

Los biofiltros permiten mantener la calidad del agua en condiciones adecuadas a las larvas, pues estas excretan amoníaco, eliminan sus heces, mudan de exoesqueleto para crecer, mueren, hay restos de alimento; todo este material es necesario retirarlo del sistema de cultivo para garantizar la buena calidad del agua. El material en suspensión es retenido por un filtro mecánico conformado por lana perlón en 4 capas, así solo el material soluble iónicamente (amonio y restos nitrogenados) en el agua, entran al filtro biológico el cual contienen material poroso (cerámica) muy fino para la fijación de bacterias nitrificantes las cuales usan el amonio metabolizándolo a ion nitrito y en una segunda fase el nitrito es metabolizado a ion nitrato el cual es tóxico solo en altas concentraciones (sobre los 400 ppm). Todo este proceso se realiza en un medio saturado de oxígeno pues las bacterias son aeróbicas, además debe tener poca luminosidad pues también la eficiencia mejora en estas condiciones.

Los biofiltros instalados funcionan con el sistema conocido como “dry – wet”, este sistema es el más práctico por su facilidad de instalación y eficiencia, donde el agua cae como ducha sobre el material filtrante manteniendo mojado y al mismo tiempo en contacto con el aire atmosférico garantizando la oxigenación.

Los biofiltros son confeccionados en cilindros de plástico comercial de 200 litro donde se corta la parte superior, internamente en la base se colocó una bomba sumergible de 3200 litros/hora y como base para la retención de agua filtrada un falso piso, sobre este

un perlón para retener aun alguna materia en suspensión u orgánica que pudiera haber pasado y sobre esta el material poroso que consiste en cilindros de cerámica fabricados específicamente para esta función (**Figura 11**). En la práctica, con los datos tomados de los análisis químicos de rutina para conocer los niveles de amonio y nitrito, en diferentes momentos del día durante, se determinó que 7 kg de cerámica es lo adecuado en la producción de 100,000 post-larvas manteniendo bajas las concentraciones del nitrito en el agua de cada tanque. En la parte superior del biofiltro se instala el sistema de filtro mecánico para retener las suciedades provenientes del tanque de cultivo, el agua circula por acción de la bomba sumergible de 2800 litros/hora manteniendo continuo el flujo. El agua del tanque de cultivo pasa al biofiltro impulsada con aire (*air-lift*), circulando por acción de una bomba sumergible de 2800 litros/hora a través de una tubería de ½ pulgada y llevándolo al centro de procesamiento y desinfección, retornando por otro sistema de tuberías, cerrando así el ciclo de circulación del agua. Para mantener constante el pH del biofiltro se coloca una piedra de carbonato de calcio que reacciona cuando el pH tiende a bajar por acción de la respiración larval.

Figura 11.

Filtro biológico con anillos de cerámica para fijación de bacterias



V.4 La calidad de agua

La larvicultura del *M. rosenbergii* utiliza una de mezcla de agua salada y dulce, a concentración entre 13 a 14 UPS en vista de los buenos resultados obtenidos en esta salinidad. El agua de salada que se utiliza es agua preparada mediante la adición de sales artificiales de la marca “Blue Treasure”, y agua dulce del canal de abastecimiento proveniente del rio Ahuashiyacu, la cual pasa por un estanque que funciona como desarenador, para luego, por gravedad, pasar por un filtro mecánico elaborado de baldes

y piedras de distintos tamaños. La salinidad es calculada mediante la fórmula conocida de:

$$C1 \times V1 = C2 \times V2$$

Donde C1 es la concentración molar a la que se encuentra la solución, V1 es el volumen inicial de la solución; C2 es concentración a la que se desea llevar la solución y V2 es el volumen final que tendrá la solución. En esta fórmula se despeja el V1 para saber cuánto de agua hay que adicionar para llegar a la concentración deseada.

La salinidad es verificada mediante el uso de un salinómetro - refractómetro (**Figura 12**), en caso de ser necesario, se realiza la adición de más volumen de agua dulce o de sales artificiales.

La temperatura del cultivo se controla constantemente con termómetros de inmersión colocados en cada tanque de manera individual, manteniendo en un rango de 28 a 30 °C mediante el uso de calentadores de inmersión con termostatos de 300 watts; en épocas frías de invierno se tapan los tanques con plástico transparente durante la noche para evitar la pérdida de temperaturas.

El pH se mantiene en un rango entre 7.8 y 8.2 y es medido con un pH metro digital. La tendencia del pH es siempre bajar por la cantidad de anhídrido carbónico (CO₂) expelido por las larvas en la respiración, para lo cual el pH se regula con la adición de bicarbonato de sodio y la reacción que la piedra de carbonato de calcio realiza en el sistema.

La oxigenación se mantiene saturada, encima de 7 ppm mediante la inyección de aire proveniente de un blower de 1 HP de capacidad. (**Figura 13**).

Figura 12.

Salinómetro refractómetro



Figura 13.

Blower o compresor radial de 1 HP



V.5 Tanque de eclosión de larvas

Las hembras con huevos entre los pleópodos, y en último estadio de desarrollo embrionario (**Figura 14**) son colectadas de la poza de reproductores y transportadas inmediatamente al laboratorio donde se les retira el segundo par de periopodos (**Figura 15**) para evitar que se maltraten entre ellas y se retiren los huevos, son colocadas en cantidad de 15 hembras por cada 12 litros (balde) y desinfectadas con 60 ppm de formol durante 45 minutos, durante ese tiempo se les mantiene con aireación moderada pues el formol retira el oxígeno del agua. En el tanque de eclosión se colocan refugios constituidos por ladrillos de 8 huecos y se colocan como máximo 80 hembras, el tanque de eclosión que tiene un volumen de 1000 litros, en un extremo del tanque hay un tubo de 2 pulgadas que por rebose pasa el agua a un tanque circular menor de 100 litros, encima del tubo de rebose se coloca una lámpara para la atracción de las larvas que tienen por reflejo ir a la fuente de luz.

El agua para la eclosión de los huevos y nacimiento de las larvas se mantiene a 10 UPS de salinidad y a 29 °C de temperatura con ayuda de un calentador de 300 watts.

Figura 14.

Larvas en último estadio de desarrollo embrionario

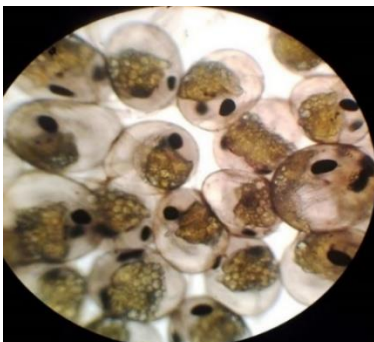


Figura 15.

Extracción del segundo par de quelas de las hembras seleccionadas.



Las larvas pasan desde el tanque de eclosión por medio de un tubo de rebose al tanque menor de 100 litros, este tanque presenta un sistema de filtración en la parte central consistente de una tela de 100 micras que permite el paso del agua, pero no de las larvas (**Figura 16**), las larvas que no llegan a pasar por el rebose son colectadas mecánicamente con una tela de 100 micras haciendo un arrastre por el tanque (**Figura 17**).

El conteo se realiza tomando muestras del tanque circular de 100 litros, con la ayuda de un recipiente de volumétrico; previamente se homogeniza agitando con las manos desde el fondo y se toman 3 muestras de 300 ml, en cada muestra se cuenta una a una las larvas, sin ningún método en particular, obteniéndose un promedio y luego se calcula la cantidad de larvas en el tanque de 100 litros

Figura 16.

Tanque de eclosión de huevos



Al resultado del conteo se le resta un 5%; porcentaje estimado obtenido luego de realizar conteos en cultivos pasados, que representa el promedio aproximado de larvas que mueren producto del manipuleo durante la colecta y el conteo.

Después del contar y estimar el número aproximado de larvas en el tanque de 100 litros, las larvas son colectadas con una red fina 100 micras, y colocadas en un balde con volumen conocido de agua, generalmente 15 litros, luego se estima el volumen en litros que contengan 100,000 larvas, que es lo que se coloca en cada tanque de cultivo de 1000 litros (100 larvas/litro) y estas se “siembran” directamente en los tanques (**Figura 18**).

Figura 17.

Larvas recién cosechadas con la tela de 100 micras



Figura 18.

*Siembra de larvas de *Macrobrachium rosenbergii* en tanques de cultivo*



V.6 El cultivo larval

El cultivo larval normalmente lleva un tiempo aproximado de 26 días, dependiendo de la temperatura, nutrición o calidad de agua puede llegar de 24 a 30 días, durante este periodo las larvas pasan por 11 estadios larvales de zoea (**Figura 2**), cada estadio es morfológicamente diferente de otra y acompañan cronológicamente su desarrollo con cada estadio (**Tabla 4**).

Las primeras zoeas son muy frágiles y presentan una biomasa muy pequeña, así durante los primeros cinco (5) días hasta las larvas llegar a zoea III o IV, el tanque esta desconectado del filtro biológico. Las larvas se alimentan inicialmente de su vitelo que tiene condiciones de mantenerlos por 3 o 4 días, sin embargo, al segundo día de la siembra, se inicia la alimentación con nauplios de *Artemia franciscana* viva (1g de quistes/20000 larvas) como un complemento inicial, y al cuarto día se inicia la alimentación con ración inerte.

A partir del quinto día se integra el biofiltro al sistema de cultivo pasando el agua por un filtro interno de tubo de PVC de 4 pulgadas con agujeros circulares, cubierto con una malla de 250 micras; por medio un mecanismo de aire hacia el filtro biológico. Al llegar a zoea VI a VIII con 10 a 12 días, se cambia el filtro por otro con malla de 450 micras, comprobándose que las larvas no pasan, esta malla se mantiene hasta llegar a zoea X que llega con aproximadamente 18 días y en adelante se les mantiene con una malla filtro de 600 micras para dejar pasar las partículas que se disocian del alimento y otros materiales en suspensión, de esta forma se mantiene limpia el agua de cultivo. Las mallas filtro que se utilizan son del tipo tul.

Después de pasar por XI estadios larvales de zoea se inicia la metamorfosis a post-larvas las que se caracterizan por ser bentónicas ocupando las superficies laterales y el fondo.

Al aparecer las primeras post-larvas en el tanque de cultivo, se colocan mallas de abertura grande para que aumente la superficie y las post-larvas ya bentónicas se posen (**Figura 19**).

Aproximadamente con 24 a 25 días se evalúa de manera visual la cantidad de larvas presentes en el tanque, comparativamente con las post-larvas, habiendo muy pocas o ninguna larva, se procede a evaluar y regular el pH comparándolo con el agua de la piscina de aclimatación, se aislar el tanque del sistema del biofiltro, y se desconecta el calentador. De esta forma se lleva las condiciones físico químicas del agua del tanque a lo más próximo al agua de las piscinas de aclimatación, normalmente el pH se encuentra por debajo de lo esperado, así se va regulando con el uso de bicarbonato de sodio, siendo que

15 gramos elevan en aproximadamente 0.3 el pH en 1000 litros. Se equilibra también la temperatura y se ve la conductividad eléctrica, considerando que se les llevara a las post-larvas de una salinidad de 14 a 10 UPS.

Tabla 4.

Características morfológicas a ser observadas en las larvas de Macrobrachium rosenbergii en relación a su edad y estadio de desarrollo

DIA	ESTADIO	CARACTERISTICAS
1	I	Ojos pegados al cuerpo, planctónicas
2	II	Ojos con pedúnculo
3	II – III	Urópodos 1° par
4	III	
5	IV	Espina dorsal
6	IV – V	Urópodos 2° par
7	V	Telson rectangular
8	V – VI	Esbozo de pleópodos
9	VI	Pleópodos doblados
10	VI – VII	Pleópodos birramados
11	VII	
12	VII – VIII	Pleópodos más desarrollados
13	VIII	Pleópodos con algunas cerdas
14	VIII – IX	
15	IX	Pleópodos llenos de cerdas
16	IX – X	Rostrum con esbozo de espinas dorsales
17	X	Rostrum 3 o 4 espinas dorsales
18	X	
19	X – XI	Rostrum con muchas espinas dorsales
20	XI	Rostrum con cerdas entre espinas
21	XI	
22	XI – PL	Rostrum con espinas dorsales y ventrales
23	XI – PL	
24	PL	Nado hacia adelante, bentónicas
25	PL	Cosecha y aclimatación a 10 ups

26	PL	Aclimatación a 3 ups
27	PL	Aclimatación a agua dulce
28	PL	Entrega a pre cría

Fuente: Granja camaronera Acuicultura las Palmas SAC.

Figura 19.

Mallas para la fijación de las post-larvas



V.7 Cosecha de post-larvas

Una vez se alcanza el equilibrio entre las condiciones físico químicas entre el tanque de cultivo y las piscinas de aclimatación, temperatura aproximada de 25 grados, pH entre 7 y 8, salinidad de 10 UPS en los tanques de aclimatación; se procede a la cosecha de las post-larvas, bajándose el volumen del tanque gradualmente y con una pequeña red de acuario se colectan las post-larvas (**Figura 20**). La medida para el conteo se hace con un tubo de PVC de 1 pulgada de diámetro por media pulgada de ancho cerrado un lado con tela mosquitera. Se hace un primer barrido con una red de acuario del cual se toman 3 muestras con la medida, estas muestras son colocadas, cada una, en un balde con 15 litros de agua, en donde realiza el conteo, trasladando de manera manual las post-larvas de un balde a otro.

Se hacen tres conteos y se obtiene el promedio que servirá para estimar la cantidad total cosechada, hecho esto, se va cosechando del tanque con una red capturando las post-larvas, se sacude la red de acuario para eliminar el agua en exceso y con el medidor se va

contando la cantidad de muestras retiradas que luego multiplicado por el promedio obtenido del conteo inicial se obtiene el total de post-larvas cosechadas.

Figura 20.

Colecta de las post-larvas en el tanque de cultivo



Después de la cosecha y enviadas las post-larvas al tanque de aclimatación, se procede a la limpieza y desinfección de los tanques cosechados. Esto consiste en lavado con agua potable a presión y la posterior aplicación de un detergente neutro refregándose las paredes con una escoba de cerdas de nylon hasta retirar la suciedad pegada (**Figura 21**), se deja actuar el detergente por 5 minutos y para después enjuagar con abundante agua a presión; una vez libre de detergente, se le adiciona 300 mililitros de lejía comercial (hipoclorito de sodio al 5%) derramándose por las paredes, se vuelve a refregar las paredes con la escoba de nylon y el fondo dejándose actuar el desinfectante por aproximadamente 10 minutos; posteriormente, se enjuaga bien, se coloca el tanque en su lugar y se llena con agua de cultivo que pasa por un filtro de una (1) micra, se tapa y queda aguardando para el próximo cultivo (**Figura 22**).

Figura 21.

Limpieza y desinfección de los tanques de cultivo



Figura 22.

Mantenimiento de los tanques luego de la cosecha



V.8 Aclimatación y fortalecimiento

Las post-larvas cosechadas son transferidas a la sala de aclimatación donde hay piscinas de 3000 litros (**Figura 23**) asistidas por un sistema de aireación, una salinidad de 10 UPS (cuatro puntos por debajo de la salinidad de cultivo larval), dando inicio al proceso de aclimatación a agua dulce.

Se colocan en densidad de 20 a 30 post-larvas/litro dando un máximo de 90 millares en cada tanque, estas pasan 24 horas en esta salinidad y luego se procede a liberar el volumen de la piscina a la mitad, volumen que luego se compensará con agua dulce, con la finalidad de disminuir la salinidad a la mitad, este proceso se realiza la cantidad de veces necesarias hasta alcanzar una salinidad de 0

Una vez alcanzada la salinidad 0, el siguiente parámetro a nivelar es la conductividad, que en agua salada es alrededor de 3200 micro siemens, repitiendo el proceso anterior en el cual se libera volumen de agua de la piscina, se buscará reducirla al valor más cercano al de los estanques de pre-cría o siembra (150 micro siemens aproximadamente).

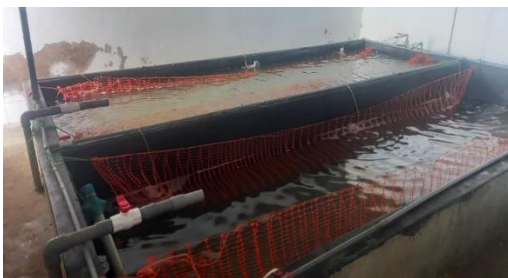
Una vez alcanzado el valor de conductividad deseado, se procede a cosechar, abriendo la salida de agua de la piscina con la finalidad de disminuir el volumen de agua dentro de la misma, facilitando la captura de las post-larvas aclimatadas mediante el uso de una red de acuario.

Se realiza el conteo de las mismas aplicando el mismo proceso que en la primera cosecha, se toma y cuenta tres muestras en la cuchara de medida, se promedia los conteos obtenidos, y se estima el número total de post-larvas cosechadas de la piscina.

Todo el proceso toma alrededor de 4 a 5 días.

Figura 23.

Piscinas de aclimatación



V.9 Siembra de pre-cría

Antes de la cosecha de post-larvas de las piscinas de aclimatación, se verifica la temperatura, el oxígeno y el pH comparándose los parámetros y haciendo los ajustes necesarios si fuera el caso, también confirmar que las post-larvas no estén en proceso de muda y que estén en adecuadas condiciones, es decir integra, con nado sincronizado, intestino con movimiento peristáltico, hepatopáncreas vacuolado y lleno; se procede a la cosecha mediante arrastre con red de tela mosquitera plástica, llevándolas a una tina con agua y aireación, de donde se concentran y de allí son colectadas nuevamente con una red de acuario y escurriendo al máximo el agua sacudiéndose unas tres veces, se saca una muestra con una cuchara muestra fabricada de tubo de pvc , esta muestra se cuenta y se repite por hasta 3 veces, sacándose un promedio, se calcula la cantidad de post-larvas que irán a cada poza de pre-cría, y dependiendo de la distancia de las pozas de engorde se colocaron de 3000 a 5000 post-larvas por balde en un volumen de agua con 12 litros. Los baldes son llevados inmediatamente a la poza de pre-cría o jaulas redes (hapas), se realiza una aclimatación rápida echando agua de la pre-cría a los baldes y se va sembrados, es decir vaciando lentamente los baldes dentro del agua (**Figura 24**) observando que las post-larvas salgan solas y se vayan al fondo.

Figura 24.

Siembra de post-larvas en estaques de pre-cría



V.10 Suministro eléctrico de emergencia

Tanto el laboratorio de cultivo larval como las piscinas de aclimatación y fortalecimiento de post-larvas, tienen como fuente de aireación un motor aireador cuya capacidad es generalmente de 1 Hp manteniendo los niveles de oxígeno por encima de 7 ppm.

Para casos de emergencia por falla en el sistema eléctrico se hace necesario un grupo electrógeno (**Figura 25**), su capacidad debe de ser mínimo para soportar el aireador y de preferencia trifásico con salida también para monofásico, este sistema sirve para mantener como mínimo la oxigenación en los tanques y/o piscinas donde haya larvas.

Figura 25.

Grupo electrógeno de emergencia



V.11 Alimentación

La alimentación de larvas de camarón es un arte que viene siendo practicado de forma empírica, por el tamaño de las larvas se dificultan sus estudios.

De esta manera la alimentación de larvas en la granja se puede dividir en 2 tipos: alimento vivo y alimento inerte, el alimento vivo consiste en nauplios de *Artemia franciscana* tipo A (**Figura 26**), y el alimento inerte que es una ración micronizada formulada y preparada en la granja.

Figura 26.

Lata de quistes de Artemia sp.



V.11.1 Alimento vivo *artemia sp.* para larvas de camarón

La *Artemia sp.* es comprada en la forma de quistes de resistencia, en latas selladas al vacío, donde un gramo de quistes tiene aproximadamente 280,000 quistes (Gastelú 2021). El nauplio de *Artemia sp.* (**Figura 27**) es el que se usa como alimento, pues al tener aun la boca y el ano cerrado la cantidad de vitelo es aún abundante y es precisamente esta macro molécula la encargada de suministrar parte de los requerimientos nutricionales de la larva, y para que este vitelo sea abundante sin consumirse durante la eclosión, se procede a la decapsulación del quiste el cual consiste en retirar el corion que es la membrana externa gruesa formada de hematina y la membrana cuticular externa (blanca), a través de su disolución con hipoclorito de sodio (lejía comercial).

La metodología consiste en hidratar el quiste pesado y airearlo, durante 1 hora (**Figura 28**) o mínimo 40 minutos y máximo 2 horas pues pasando de ambos extremos la eclosión baja en su eficiencia, posterior a la hidratación en la misma agua se le adiciona lejía comercial (hipoclorito de sodio al 5.5%) en cantidad dependiente de los gramos de quiste que se haya colocado (de 140 a 180 mL) y, con fuerte aireación durante un periodo próximo a 4 o 5 minutos, este tiempo es subjetivo pues depende de la experiencia del técnico y la calidad del quiste, observándose el cambio de coloración de un marrón a un anaranjado y teniendo el cuidado de tener pocos o ningún quiste blanco (membrana cuticular externa), si el tiempo es demasiado se corre el riesgo de “quemar el quiste” pues el cloro puede disolver la membrana embrionaria y matar al embrión.

Pasado el tiempo estimado se diluye la concentración de cloro (lejía) adicionándole agua e inmediatamente se colecta los quistes decapsulados en una malla de 100 micras y se lava con abundante agua con poca presión (**Figura 29** y **Figura 30**), luego se coloca en recipientes (**Figura 31**) garrafones de agua de 20 litros translucidos invertidos, habiéndoles cortado el fondo y sellados en el pico, llenos con agua a 25 UPS de salinidad. La *Artemia* considerado indispensable a la alimentación de organismos larvales de cultivo en acuicultura, se consigue en el mercado local con cierta dificultad y a un alto precio, existen diferentes marcas y calidades, se compra en diferentes presentaciones, siendo la más común en latas selladas de una libra (454 g) de peso.

Nombre científico: *Artemia franciscana* la más fácil de conseguir

Nombre común: Artemia, camarón de salmuera, Artemia salina

Clasificación comercial de la *Artemia* sp.

Tipo A Golden o Premium con 90% de eficiencia de eclosión

Tipo B Comercial con 80% de eficiencia de eclosión

Tipo C Económica con menos de 70% de eclosión

Eclosión: método de la descapsulación (Soorgelos, 1974) modificado

Para Artemia tipo A: 240,000 NAUPLIUS

Para Artemia tipo B: 200,000 NAUPLIUS

Durante el cultivo larval hay diferentes maneras de alimentar, sin embargo, los resultados que se suelen aplicar dependiendo del tipo de artemia son:

- Uso de *Artemia* tipo A:

2° día cultivo (Zoea II): 5.0 g/tanque se coloca el primer día de cultivo en la tarde

3° día de cultivo (Zoea II - III): 7.0 g/tanque en adelante hasta llegar a Zoea X

20° día de cultivo (Zoea X – XI): No se usa más *Artemia*, solo ración para las larvas

- Uso de *Artemia* tipo B:

2° día cultivo (Zoea II): 7.0 g/tanque se coloca el primer día de cultivo en la tarde

3° día de cultivo (Zoea II - III): 8.5 g/tanque en adelante hasta llegar a Zoea X

20° día de cultivo (Zoea X – XI): No se usa más *Artemia*, solo ración para las larvas.

Figura 27.

Nauplios de artemia recién eclosionados



La técnica de la descapsulación en la práctica, ha permitido llegar a definir un protocolo de manejo con resultados eficientes y de buen aprovechamiento de este insumo, que es el más caro dentro del cultivo larval.

Para la colecta de los nauplios de *Artemia sp.* lo que se consigue entre 18 a 20 horas, se retira la aireación y se deja decantar por aproximadamente 5 minutos, luego con una manguera fina por sifón se succionan los nauplios siendo recibidas en una tela de 100 micras (**Figura 32**), luego de retirados, los nauplios se lavan con abundante agua dulce (**Figura 33**), este proceso se realiza con paciencia pues se retira las cascaras (membrana embrionaria) y las bacterias que han desarrollado durante la incubación, y se coloca en un balde con agua de cultivo que contenga el equivalente a un litro por cada tanque de cultivo, homogenizándose antes de distribuir a cada tanque de cultivo (**Figura 34**).

Figura 28.

Hidratación y descapsulación de quistes



Figura 29.

Lavado de quistes de artemia después de la descapsulación



Figura 30.

Lavado y concentrado



Figura 31.

Sembrado en recipiente de agua para eclosión



Figura 32.

Cosecha de nauplios



Figura 33.

Lavado de nauplios



El régimen de alimentación se realiza de la siguiente manera:

Se inicia a partir del segundo día de cultivo (Zoea II), con 10 gramos a cada tanque por día, siendo dosificado en 2 tiempos: 5 gramos de mañana y 5 de tarde.

Al tercer día pasa a eclosionarse 7 gramos por la mañana y 7 por la tarde, hasta que las larvas alcanzan el día 20 de edad (estadio XI).

Figura 34.

Alimentación con nauplios de artemia



V.11.2 Preparación y manejo de la ración micronizada para larvas

Como un complemento a la alimentación de larvas de camarón, se prepara un alimento inerte de carácter esencial, dado que cultivos exclusivamente con *Artemia* no han mostrado supervivencias tan eficientes como cuando es usado de forma combinada. De

igual manera resultados poco satisfactorios se han obtenido usando solo la ración micronizada

La ración micronizada es formulada con insumos que, en conjunto, cubren los requisitos nutricionales de las larvas además de cumplir con los requisitos básicos a un alimento acuático, como son: buena estabilidad en el agua, atractabilidad, palatabilidad, tamaño y valor nutricional también es evaluando su respuesta en crecimiento y supervivencia de las larvas.

Al ser organismos omnívoros se hace necesario el balance de proteínas de origen animal y vegetal, por lo que, en la formulación se usa proteína de pescado y de soya como principales fuentes proteicas animales y vegetales, aceite de hígado de bacalao como fuente de ácidos grasos ω 3 y 6, huevera de camarón proveniente de la planta de procesamiento que provee la vitelina, macro molécula compuesta de carotenos, lípidos y proteínas, camarón fresco sin exoesqueleto que provee proteína de la misma especie y de su hepatopáncreas, rico en lípidos y carotenos; huevo de gallina que introduce a la ración micronizada la albumina, que, además de proteína de alta digestibilidad al coagularse con el calor, aglutina los nutrientes dando estabilidad acuática al alimento y la yema usada como fuente lipídica y de colesterol. En la formulación la combinación de insumos genera un alimento con aproximadamente 60 % de proteína, 22 % de lípidos y 0.5 % de colesterol como máximo.

Los insumos son mezclados en una licuadora, colocándose primero los insumos húmedos, licuándose y luego los insumos secos hasta formar una masa homogénea, y agua si queda muy seca, luego es colocada en baño maría a fuego moderado, moviéndose continuamente hasta iniciar la aglutinación, luego se deja cocinar hasta secar lo suficiente para dar la apariencia de un suflé (**Figura 35**), al enfriar tendrá textura sólida para ser cortado en lonjas finas y pasado por un colador de 1 mm y 0.5 mm, estas partículas son nuevamente tamizadas separándose 3 tamaños diferentes de aproximadamente 250 micras, 450 micras y 600 micras, este alimento es conservado en refrigeración por un tiempo de uso de tres días.

El alimento recomendado en la práctica se resume a la siguiente receta:

- 6 huevos medianos de gallina
- 2 camarones pelados
- 40 g huevera de camarón

- 2 ml de aceite de hígado de bacalao
- 70 g harina de pescado
- 35 g proteína de soya comercial (alimento para deportistas Soy Protein®)

El alimento después de tamizado (**Figura 36**) es ofrecido a las larvas desde el quinto día de iniciado el cultivo es el primer alimento que reciben las larvas por la mañana, normalmente al quinto día las larvas se encuentran en zoea III, y son alimentadas cada 2 horas hasta las 6 de la tarde, a partir del día doce (12) las larvas zoeas se encuentran entre los estadios VII y VIII pasando a ser alimentadas de hora en hora, entre los intervalos el alimento decantado es movido para mantenerlo en la columna de agua a disposición de las larvas planctónicas.

Figura 35.

Preparación de la ración en baño María y luego de cocción



Figura 36.

Tamizado para producir el alimento micronizado



Tabla 5.

Aporte porcentual de proteína y costo en el mercado de los ingredientes por ración para el alimento blando entregado a las larvas y post-larvas

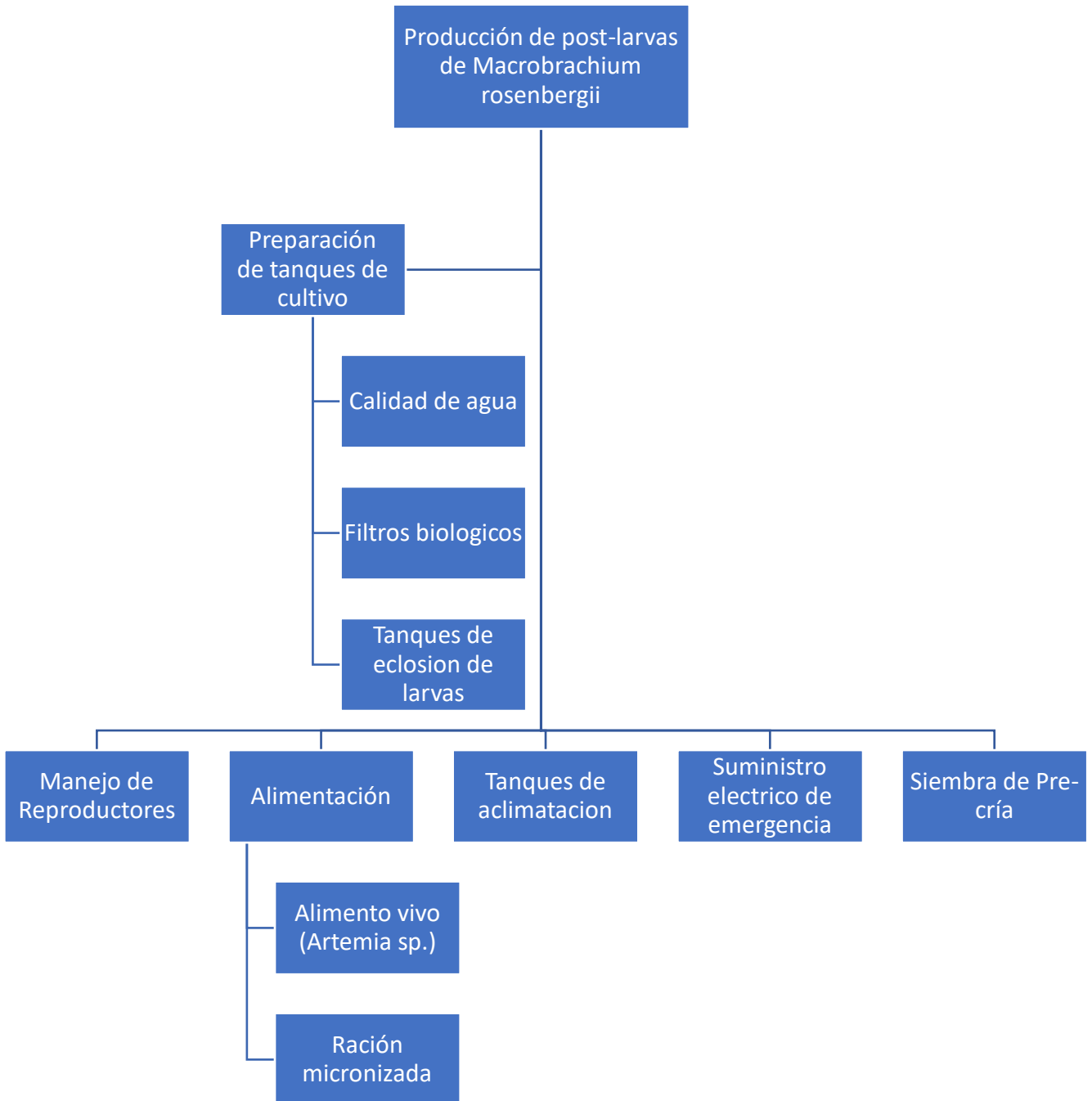
INGREDIENTE	PORCENTAJE DE PROTEÍNA APROXIMADO APORTADO	COSTO EN EL MERCADO EN NUEVOS SOLES
Huevo* (300 gramos)	37	2.4
Harina de pescado (70 gramos)	25.8	0.28
proteína soya (35 gramos)	25.8	2.1
Camarón pelado (38 gramos)	4.6	0.06
huevera de camarón (40 gramos)	6.2	1.9
Aceite de hígado de bacalao* (2 gramos)	0.6	0.06
Total	100	6.8

* El peso de los huevos comerciales puede variar entre 45 y 55 gramos por lo que se consideró un peso promedio de 50 gramos por unidad para un total de 6 huevos utilizados en la ración

Luego de analizar todos los procesos por los cuales se obtiene post-larvas, se elaboró siguiente gráfico, en el cual se observan todas las operaciones en donde se debe tener una alta consideración, con la finalidad de eliminar riesgos que puedan comprometer la cantidad de post-larvas obtenidas; a los cuales denominaremos como “puntos críticos”.

Figura 37.

Proceso para la obtención de post-larvas de Macrobrachium rosenbergii



VI. RESULTADOS Y DISCUSIONES

VI.1 Análisis del proceso

Luego de realizadas la toma de datos y la posterior redacción del proceso de producción que se realiza para obtener post-larvas de camarón gigante de Malasia, se detectó algunos puntos de todo el proceso, en el que se puede realizar a justes a fin de mejorar los resultados obtenidos

En la siguiente tabla se puede observar los resultados obtenidos de una cosecha realizada los meses de marzo del 2021.

Tabla 6.

Resultados de supervivencia de las larvas y post-larvas de M. rosenbergii por etapas de cultivo antes de aplicar medidas correctivas.

Etapa	Total sembrado aproximado			Total cosechado aproximado			porcentaje de supervivencia por etapa (%)			Porcentaje de supervivencia por etapa promedio (%)
	1	2	3	1	2	3	1	2	3	
Tanque	1	2	3	1	2	3	1	2	3	-
Siembra en tanques de Fibra de vidrio	100000	100000	100000	44200	45992	46306	44.2	45.9	46.3	45.46
Piscina de aclimatación	44200	45992	46306	43820	43500	44950	99.14	94.58	97.07	96.93

Tabla 7.

Porcentaje de supervivencia de las larvas de M. rosenbergii hasta su cosecha como post-larvas antes de aplicar las medidas correctivas.

Promedio de larvas sembradas	Promedio de post-larvas cosechadas	Porcentaje de Supervivencia (%)
100000	44090	44.1

Tabla 8.

Tiempo permanencia de las post-larvas en el área de aclimatación antes de aplicar las medidas correctivas

Numero de Piscina	Tiempo en días en alcanzar salinidad 0 UPS	Tiempo en días en alcanzar la conductividad requerida	Total de días en el área de aclimatación y fortalecimiento
01	3	3	6
02	3	4	7
03	3	3	6

- Los registros de análisis de agua no estaban actualizados a la fecha y contaban con parámetros que no se podían medir por falta los reactivos correspondientes. Estos análisis se suelen hacer al principio de cada cultivo a fin de asegurar los parámetros correctos al sembrar las larvas.
- Los filtros biológicos no recibían ningún tipo de mantenimiento el último año.
- El área de maternidad se encontraba muy cerca de una fuente de luz natural (ventana) que afectaba el ingreso de luz al mismo, causando que las larvas caigan en el tanque colector con menor eficiencia.
- No se contaba con un estanque propio para los reproductores, se colectaban directamente durante la cosecha de las pozas de engorde.
- La artemia contaba con una sola fuente de luz, no muy potente y con un aproximado de 18 horas de incubación.
- La ración micronizada se pasaba por 3 tamices, obteniendo 3 tamaños de partícula, siendo la última, la más fina y la que se usaba durante muy pocos días.

- La aclimatación se realizaba con poco control durante los recambios de agua, alargando el periodo de las mismas en 1 a 2 días más de lo calculado.
- El filtro mecánico de arena no había recibido mantenimiento en los últimos 2 años.
- El sistema de respaldo eléctrico (motor generador) no había recibido ningún tipo de mantenimiento en los últimos 2 años aproximadamente.
- No había registros de en el laboratorio en el que se encuentren datos de reproductores, pozas de origen de reproductores, datos de producción de los últimos años, que se puedan usar como objeto de comparación.

6.2 Aplicación de medidas correctivas en sugerencia a los pintos críticos detectados

Luego de haber realizado el análisis correspondiente a los procesos, como un aporte de los conocimientos adquiridos como estudiante se propuso lo siguiente:

- Preparación de tanques de cultivo:
 - Calidad de agua

Se determinó hacer el control de la calidad de agua por semana, y no sólo al inicio de cada cultivo, a fin de realizar cambios en los parámetros del agua para mejorar las condiciones de la misma.

Se desarrolló un nuevo formato para el control de los parámetros, así mismo, contar con un registro más ordenado cumpliendo los estándares solicitados por el ente regulador (SANIPES)
 - Filtros biológicos

Se consideró necesario realizar el mantenimiento de los mismos, desarmarlos y lavarlos, eliminando gran parte de partículas grandes que pudieran interferir con la función principal de purificar el agua, encontrándose en gran cantidad de materia orgánica en suspensión. Se acordó limpiar los filtros luego de cada cultivo.
 - El área de maternidad se cambió de ubicación, estando lejos de fuentes de luz natural, haciendo más efectivo el proceso de colecta de las larvas recién eclosionadas mediante el foco de luz instalado a un extremo.
- Manejo de reproductores
 - Se procedió a elaborar un registro de control para los reproductores y destinar una poza para mantener un stock, de esa manera se podría obtener una manera más eficiente de hacer seguimiento en caso de ser necesario.

- Alimentación
 - Se cambio el tiempo de incubación de la artemia salina, de 18 a 24 horas, asegurando obtener así una mayor cantidad de nauplios, dando as un aprovechamiento más eficiente de cada recipiente de incubación.
 - Se descartó el tercer tamiz para el alimento micronizado, dado que requería mucho tiempo para obtener la partícula final, y el uso no era el mejor, se comprobó que generaba más contaminación en el sistema que aprovechamiento del mismo.
- Tanques de aclimatación
 - Se elaboró un formato para mantener un mejor control del área de aclimatación, colocándolo también en la pizarra de información general.
- Suministro de emergencia
 - Se realizo el mantenimiento al motor generador, y se elaboró un cronograma de mantenimientos periódico para mantenerlo óptimo y en perfectas condiciones para su uso en cualquier emergencia.
- Otros cambios realizados
 - Se programó el mantenimiento periódico del filtro mecánico de arena
 - Se construyó un pediluvio en la entrada del laboratorio a fin de cumplir con los requerimientos mínimos de desinfección, ya que el laboratorio no contaba con uno.
 - Se elaboró los protocolos para realizar todos los análisis de agua.

Luego de aplicar las medidas correctivas mencionadas antes en los puntos que se encontraron deficientes en las siguientes campañas se obtuvo los siguientes resultados:

Tabla 9.

Resultados de supervivencia por etapas luego de aplicar medidas correctivas.

Etapa	Total sembrado aproximado			Total cosechado aproximado			porcentaje de supervivencia por etapa (%)			Porcentaje de supervivencia por etapa promedio (%)
	1	2	3	1	2	3	1	2	3	
Tanque	1	2	3	1	2	3	1	2	3	-
Siembra en tanques de Fibra de vidrio	100000	100000	100000	65600	67802	64508	65.6	67.8	64.5	65.97
Piscina de aclimatación	65600	67802	64508	64200	65405	62202	97.87	96.46	96.42	96.91

Tabla 10.

Porcentaje de supervivencia de las larvas de M. rosenbergii hasta su cosecha como post-larvas luego de aplicar las medidas correctivas.

Promedio de larvas sembradas	Promedio de post-larvas cosechadas	Porcentaje de Supervivencia (%)
100000	63935	63.94

Tabla 11.

Tiempo permanencia de las post-larvas de M. rosenbergii en el área de aclimatación luego de aplicar las medidas correctivas

Numero de Piscina	Tiempo en días en alcanzar salinidad 0 UPS	Tiempo en días en alcanzar la conductividad requerida	Total de días en el área de aclimatación y fortalecimiento
01	2	3	5
02	2	3	5
03	2	3	5

Tabla 12.

Comparación entre los valores de supervivencia y aclimatación antes y después de la aplicación de las medidas correctivas

	Antes de aplicar medidas correctivas	Luego de aplicar medidas correctivas
Porcentaje de supervivencia antes de la aclimatación	45.46	65.97
Porcentaje de supervivencia después de la aclimatación	96.93	96.91
Porcentaje de supervivencia final obtenida	44.1	63.94
Días que duró el proceso de aclimatación	6.6	5

A continuación, se mencionan las medidas correctivas realizadas y el efecto sobre el sistema de cultivo:

- Al ser el agua el principal recurso necesario para la actividad, mantenerlo en óptimas condiciones es algo básico, por lo que, analizar los parámetros físico químicos debe hacerse de manera constante (FAO 2022). Al cambiar el tiempo entre análisis, se consiguió corregir de manera más rápida el nivel de pH y temperatura, si la temperatura desciende a menos de 27 grados, se compromete el

desarrollo de las larvas (Fóes et al., 2021). Durante el proceso de cultivo de luego de las primeras correcciones se pudo percibir la variación de los parámetros durante los primeros 3 días de cultivo, al aumentar las concentraciones de nitritos, causando que la alcalinidad descendiera, un apropiado ajuste de estos, devuelve la estabilidad al sistema.

El control de temperatura diario ayudó a determinar un horario para desconectar los calentadores, alcanzando un pico de temperatura aproximado de 32 grados centígrados entre las 12:00pm y 02:00pm del día, ayudando también a ahorrar el consumo de luz eléctrica.

- Al desarmar los filtros biológicos se encontró gran cantidad del sustrato usando para la fijación de las bacterias se encontraba en mal estado, desprendiendo materia de partículas gruesas (restos de conchas acuáticas), la tela que protegía la bomba de agua se encontraba en pésimas condiciones, perdiendo por completo su función de protección de la misma, luego de hacer el mantenimiento respectivo, el caudal de agua del filtro aumento de manera significativa, los valores de nitritos se redujeron también en los posteriores cultivos, se acordó realizar un mantenimiento de los filtros luego de cada cultivo, a fin de evitar el deterioro de los materiales que la componen y asegurar su correcto funcionamiento.
- El cambio de lugar del área de maternidad se obtuvieron resultados significativos, tanto en la eficiencia de colección de larvas como en el control de la temperatura, en la posición anterior, el margen de temperatura aún con calentador alcanzaba un tope de 28 grados centígrados, en la ubicación actual, al estar alejado de puntos de ventilación (ventanas y puertas) la temperatura alcanzo un promedio de 30 grados, siendo una variable poco significativa en este proceso (FAO 2022), pero teniendo un impacto muy visible en el sistema, acelerando el proceso de desove, permitiendo una colecta de larvas mayor en menor tiempo (de 4 a 2 días), así como también, un mejor aprovechamiento de la luz que se aplicaba para atraer las larvas al tanque de colecta.
- Luego de una sesión de diálogo con el personal de la granja, se definió el estanque que serviría como estanque de reproductores, seleccionando especímenes de buena edad, y desarrollo, para su facilitar su colecta, sin depender de las fechas de colecta.

- Aguirre, M. (2000) señala el término de “ejemplares élite” para referirse a los especímenes con mejores características para ser seleccionados como reproductores, tomando en cuenta esto, se elaboró un formato de seguimiento de los reproductores al fin de evaluar si aún se pueden usar como reproductores o no, así como también determinar el rendimiento de larvas por hembra.
- Tomando en cuenta lo expuesto por Gaspar, Niño, Alejos, Ynga (2021) el tiempo en donde se puede conseguir una mayor eficiencia en la incubación de artemia, se procedió a incrementar las horas de incubación de 12 a 16, obteniendo así mejores resultados en la cantidad de nauplios, se observó también una menor cantidad de quistes sin eclosionar y un aumento en los desechos del fondo del recipiente de incubación.
- El tiempo promedio en el que el sistema de cultivo se ponía fuera de circulación aumentó de 1 hora a 1 hora y 30 minutos, debido al aumento de nauplios obtenidos en el área de alimento vivo.
- Al quitar el tercer tamiz durante el proceso de particulado de la ración micronizada se consiguió un mejor aprovechamiento de tiempo (obtener esas partículas tomaban mayor cantidad de tiempo, 30 minutos aproximadamente). Al mismo tiempo se redujo el número de veces que se realizaba el limpiado de los estanques (de 3 veces antes de los primeros 5 días a sólo 1 vez).
- Al elaborar el formato para el control de las piscinas de aclimatación se consiguió darle la atención que no tenía luego de la cosecha realizada en el los tanques de cultivo de fibra de vidrio. Se logró reducir el tiempo de estancia de las post-larvas, al conseguir un proceso de aclimatación mejor controlado (de un promedio de 6, a 5 días).
- El generador eléctrico de emergencia no se encontraba en buenas condiciones, luego de darle mantenimiento, se desarrolló un cronograma para mantenimientos posteriores, así como también, hacer pruebas cada 15 días para asegurar su funcionamiento en situaciones de emergencia.
- Se realizo mantenimiento del filtro de arena, consiguiendo un bombeo más eficiente, sin esforzar la bomba, consiguiendo llenar los tanques de reserva de agua dulce en un menor tiempo (de 18 a 10 minutos), consiguiendo un ahorro de energía eléctrica significativo.

- Se elaboró los protocolos para la realización de los análisis de calidad de agua, asegurando de esa manera que quien los realice pueda obtener resultados significativos utilizables en cualquier estudio, o que sean considerados para realizar correcciones en caso de que el responsable del laboratorio no se encuentre cerca.
- La supervivencia inicial fue de 44.1%, al realizar los cambios y hacer el seguimiento en los cultivos siguientes se logró elevar esta supervivencia a un 63.94%.

VII. CONCLUSIONES

- Implementar políticas de Buenas Prácticas asegura una mejora significativa en la cadena productiva de cualquier proceso productivo.
- Se logró documentar todo el proceso realizado en la granja para la obtención de post-larvas de camarón gigante de Malasia *Macrobrachium rosenbergii*, identificando los puntos críticos de la cadena productiva.
- La aplicación de los conocimientos técnicos para el desarrollo de las actividades acuícolas demostró ser de mucha ayuda en el mejoramiento del proceso de obtención de post-larvas de *Macrobrachium rosenbergii*; antes de la aplicación de medidas correctivas, el rendimiento de producción era de 44.1% aproximadamente, luego de realizar los cambios en los procesos se logró conseguir un rendimiento del 63.94%.

VIII. RECOMENDACIONES

- Se debe tomar en cuenta las observaciones presentadas en las actas de SANIPES en sus visitas de rutina, el objetivo siempre es mejorar.
- Implementar y mantener el uso de formatos de control puede ayudar a controlar y mantener el orden en todos los procesos que se realicen en el centro de labores, por lo cual se recomienda su aplicación inmediata

IX. REFERENCIAS BIBLIOGRAFICAS

1. Aguirre, M. 2000. Manejo de reproductores para camarones peneidos de telicum abierto.
<http://www.revistaaquatic.com/ojs/index.php/aquatic/article/download/86/75>
2. Chávez, M; Guzmán, L; Farramoque, J. y Mendez, L. 2000. Propuesta de un sistema de aseguramiento de la calidad según la NTP ISO 2002 para la empresa productora y comercializadora de concha de abanico con coral congelada individualmente AQUAMARINA S.R.L. Tesis de Ing, UNALM. Lima. 302p
3. Diario El Peruano. 2016. Acuicultura representará el 15% del PBI pesquero nacional en los próximos cinco años, proyecta PRODUCE. <http://www.elperuano.pe/noticia-la-acuicultura-representara-el15-del-pbi-pesquero-nacional-38423.aspx>
4. Food and Agriculture Organization (FAO) 2022. Programa de información de especies acuáticas *Macrobrachium rosenbergii*.
https://www.fao.org/fishery/es/culturedspecies/macrobrachium_rosenbergii_es/es
5. Hothuis, L.B. 2000. Capítulo 2. Nomenclatura y Taxonomía. En: New, M.B & Valenti, W.C. Cultivo de Camarón de agua dulce: El cultivo de *Macrobrachium rosenbergii*. Blackwell Science. Pp .15
6. Gaspar, W; Niño, A; Ynga, G; Alejos, R. 2021. Manual para la producción de artemia franciscana como alimento para larvas juveniles de peces.
<https://repositorio.imarpe.gob.pe/bitstream/20.500.12958/3531/1/Informe%2048-1%20Articulo8.pdf>
7. INDECOPI (Instituto Nacional de Defensa de la Competencia y de la Protección de la Propiedad Intelectual). 2011. NTP 320.003:2011 Buenas prácticas acuícolas en la producción del langostino (*Litopenaeus* sp). Primera Edición, Lima. 28p
8. INDECOPI (Instituto Nacional de Defensa de la Competencia y de la Protección de la Propiedad Intelectual). 2011. NTP 320.004:2011 Buenas prácticas acuícolas en la producción de trucha arco iris (*Oncorhynchus mykiss*). Primera Edición, Lima. 30p.
8. INDECOPI (Instituto Nacional de Defensa de la Competencia y de la Protección de la Propiedad Intelectual). 2013. NTP 320.005:2013 Buenas prácticas acuícolas en la

9. producción de la concha de abanico (*Argopecten purpuratus*). Primera Edición, Lima. 27p.
10. ISO (International Organization for Standardization). Norma Internacional. Sistemas de gestión de la calidad. Fundamentos y vocabulario. ISO 9000:2015. Ginebra. 54p.
11. Ismael & New. 2000. Capítulo 3. Biología. En: New, M.B & Valenti, W.C. Cultivo de Camarón de agua dulce: El cultivo de *Macrobrachium rosenbergii*. Blackwell Science. pp.18, 19, 20
12. Methil, K.; C., Mohanakumaran and K., Salin. 2009. Freshwater shrimp farming and its sustainability in South Asia. *World Aquaculture* 48-68 p. India.
13. Ministerio de la Producción (PRODUCE). 2011. Ley de Promoción y Desarrollo de la Acuicultura (LDPA) y Modificatorias. Ley N°27460. <https://www.gob.pe/produce>
14. Ministerio de la Producción (PRODUCE). 2010. Plan Nacional de Desarrollo Acuícola (PNDA). Decreto Supremo N° 001-2010. <https://www.gob.pe/produce>
15. Ministerio de la Producción (PRODUCE). 2016. Reglamento de la Ley General de Acuicultura. Decreto Legislativo N° 1195 – Decreto Supremo N° 003-2016-PRODUCE. <https://www.gob.pe/produce>
16. Ministerio de la Producción (PRODUCE). 2001. Norma sanitaria para las actividades pesqueras y acuícolas. Decreto Supremo N° 040-2001-PE. <https://www.gob.pe/produce>
17. Ministerio de la Producción (PRODUCE). 2001. Norma de la Sanidad para Animales Acuáticos. Resolución Ministerial N° 114-2016-PRODUCE. <https://www.gob.pe/produce>
18. Miranda, F., Chamorro, A., Rubio, S. 2007. Introducción a la Gestión de la Calidad. Editorial Delta Publicaciones. Primera edición. Madrid. 256p.
19. New, M.B. & Valenti, W.C. 2000. Cultivo de Camarón de agua dulce: La crianza de *Macrobrachium rosenbergii*. Blackwell Science. Reino Unido. 466p.
20. Norma Sanitaria para las actividades Pesqueras y Acuícolas. DS N°040-2001-PE. 43p
21. Nandlal, S. and T. Pickering. 2005. Freshwater prawn *Macrobrachium rosenbergii* farming in Pacific Island countries. Volume one. Hatchery operation. Noumea, New Caledonia: Secretariat of the Pacific Community.
22. Orbegoso, O. 2000. Análisis Competitivo de la Experiencia de Desarrollo del Cultivo del Camarón de Agua dulce *Macrobrachium rosenbergii* (De Man) en San Martín. Contribución al estudio de la competitividad regional en el Departamento de San Martín, Tarapoto – Perú. 66p.

23. Ribeiro, P.A.P. y Logato, P.V.R. 2002. Crianza de camarones de agua dulce (*Macrobrachium rosenbergii*). Universidad Federal de Minas Gerais. 19p.
24. Servicio Nacional de Sanidad, Inocuidad y Calidad Agroalimentaria (SENASICA). 2003. Manual de Buenas Prácticas de Producción Acuícola de Camarón para la Inocuidad Alimentaria. Sinaloa, México. 95p.
25. Servicio Nacional de Sanidad Pesquera (SANIPES). Ley del Servicio Nacional de Sanidad Pesquera. Decreto de Ley N° 28559. <https://www.sanipes.gob.pe/>
26. Servicio Nacional de Sanidad Pesquera (SANIPES). 2005. Reglamento de la Ley del Servicio Nacional de Sanidad Pesquera. Decreto Supremo 025 – 2005. <https://www.sanipes.gob.pe/>
27. Rezaei, K.; G. Rafiee; M. Frinsko and H. Daniels. 2012. Effects of feeding frequency on larval quality and survival rate of freshwater prawn (*Macrobrachium rosenbergii*). First International Larviculture Conference in Iran. 573 – 578p.

X. ANEXOS

Anexo 1. Formato para toma de parámetros

PARAMETROS DEL AGUA

CAMARON/TILAPIA

	PARAMETROS	UNIDAD	LABORATORIO	ENGORDE	LABORATORIO	ENGORDE	LABORATORIO	ENGORDE
T	TEMPERATURA	C						
NaCl	SALINIDAD	UPS						
	PH							
KH	ALCALINIDAD	ppm						
NH4	AMONIO	ppm						
NO2	NITRITO	ppm						
NO3	NITRATO	ppm						
PO4	FOSFATO	ppm						
Mg	MAGNESIO	ppm						
Ca	CALCIO	ppm						
K	POTASIO	ppm						
GH	DUREZA	ppm						
	CONDUCTIVIDAD	µsiem						

**TRATAMIENTO Y
OBSERVACIONES**

Anexo 2. Formato de mantenimiento de los filtros biológicos.

NÚMERO DE FILTRO	FECHA DEL ÚLTIMO MANTENIMIENTO	FECHA DEL ÚLTIMO MANTENIMIENTO	FECHA DEL ÚLTIMO MANTENIMIENTO	FECHA DEL ÚLTIMO MANTENIMIENTO	FECHA DEL ÚLTIMO MANTENIMIENTO
FILTRO 1					
FILTRO 2					
FILTRO 3					
FILTRO 4					
FILTRO 5					
FILTRO 6					

OBSERVACIONES

--

Anexo 5. Formato para el control del mantenimiento del suministro de emergencia

FECHA DE LA ÚLTIMA REVISIÓN	OBSERVACIONES