GRUPO BLR

PRINCIPIOS, MODELOS OPERATIVOS Y CONTROL DEL PROCESO LARVARIO

ISBN: 978-9907-802-56-6

Patricio Colón Velásquez López

2026

PRINCIPIOS, MODELOS OPERATIVOS Y CONTROL DEL PROCESO LARVARIO

Patricio Colón Velásquez López

AUTOR



UTMACH

Este libro ha sido debidamente examinado y valorado en la modalidad doble par ciego con fin de garantizar la calidad científica.

©Grupo Editorial BLR
Universidad Técnica de Machala
Riobamba – Ecuador
Correo: publicaciones@grupoblr.com
https://grupoblr.com/libros-investigo
REPOSITORIO



Velásquez, P. (2026) Principios, Modelos Operativos y Control del proceso larvario. Grupo Editorial BLR.

© Patricio Colón Velásquez López

Principios, Modelos Operativos y Control del proceso larvario.

ISBN: 978-9907-802-56-6

El copyright promueve la libertad de expresión, protege la diversidad de ideas y conocimiento, además apoya la libre expresión. Se prohíbe de manera rigurosa la producción o el almacenamiento de esta publicación, ya sea en su totalidad o en parte, está estrictamente prohibido por ley, incluyendo el diseño de la portada, así como su difusión a través de cualquiera de sus medios, ya sean electrónicos, mecánicos, ópticos, de grabación o incluso de fotocopia, sin permiso de los propietarios de los derechos de autor.

FILIACIÓN DEL AUTOR

Patricio Colón Velásquez López

Universidad Técnica de Machala

Correo Electrónico: cvelasquez@utmachala.edu.ec

ORCID: https://orcid.org/0000-0002-3044-920X

PREFACIO

En acuicultura, la larvicultura constituye la fase especializada de producción dedicada al cultivo de los estadios tempranos de organismos acuáticos. En esta etapa, la biología de la especie define las necesidades del organismo; el diseño establece las condiciones necesarias para su cultivo; los cálculos permiten dimensionar los recursos e infraestructura requeridos; y la planificación integra estos componentes en un sistema productivo. La articulación entre biología, diseño, dimensionamiento y planificación constituye el principio que orienta esta obra.

Mi acercamiento a la larvicultura se remonta al desarrollo de la actividad camaronera en Ecuador y, particularmente, a las experiencias iniciadas durante la década de 1980 alrededor del cultivo de *Penaeus vannamei*. La formación recibida en aquellos años y mi posterior incorporación al Programa de Acuicultura del Centro de Investigaciones Agropecuarias de la Universidad Técnica de Machala (UTMACH) marcaron el inicio de una trayectoria dedicada a la docencia, investigación y práctica de la acuicultura. De esa experiencia surgieron materiales de enseñanza y una primera guía regional para el cultivo de larvas de camarón, que contribuyeron a fortalecer la formación en larvicultura dentro de la carrera de Acuicultura de la UTMACH.

Este libro representa una evolución de aquel propósito. No pretende establecer un protocolo único de producción ni reproducir el funcionamiento de un hatchery determinado. Su intención es

proporcionar al estudiante criterios que le permitan comprender, calcular, diseñar, planificar y tomar decisiones frente a un sistema de producción larvaria.

La obra parte de un principio fundamental: en acuicultura, el diseño de un hatchery debe responder a la biología y a los requerimientos de la especie que se pretende cultivar. Por ello, los primeros capítulos abordan los fundamentos biológicos del desarrollo larvario y su relación con los sistemas y métodos de cultivo. A partir de esta base se introducen progresivamente herramientas para estimar poblaciones, densidades y volúmenes de agua; establecer estrategias de alimentación; producir y dimensionar el alimento vivo; y finalmente organizar la información necesaria para planificar y controlar un ciclo de producción.

Aunque *Penaeus vannamei* constituye el principal referente práctico debido a su importancia para la acuicultura ecuatoriana y a la experiencia acumulada en su producción, los principios desarrollados no han sido concebidos exclusivamente para esta especie. La inclusión de peces, crustáceos y moluscos busca que el estudiante reconozca que las decisiones de cultivo deben surgir del análisis de las características biológicas, fisiológicas, morfológicas y alimentarias propias de cada organismo. Esta perspectiva permite utilizar el conocimiento adquirido como punto de partida para explorar otras especies y desarrollar nuevos modelos de producción larvaria.

Una característica central del texto es la integración del razonamiento biológico con herramientas cuantitativas. Los ejercicios, ecuaciones, tablas y modelos de dimensionamiento no tienen como finalidad que el estudiante memorice valores o replique instalaciones existentes, sino que aprenda a transformar una meta productiva en requerimientos concretos de organismos, agua, alimento vivo e infraestructura. De esta manera, el cálculo se convierte en una herramienta para el diseño y no solamente en un procedimiento matemático.

Esta primera edición debe entenderse, por tanto, como una guía académica y aplicada para la enseñanza de la larvicultura y el diseño de hatcheries. Recoge conocimientos provenientes de la literatura especializada junto con criterios, observaciones y procedimientos desarrollados a partir de la experiencia docente y profesional del autor. Algunos de estos planteamientos se presentan deliberadamente como modelos conceptuales y operativos susceptibles de adaptación, evaluación y mejora.

Más que enseñar cómo reproducir un sistema existente, este texto busca enseñar cómo pensar un sistema de producción larvaria. Aspira a que el estudiante pueda analizarlo, dimensionarlo, cuestionarlo y eventualmente proponer alternativas propias. En este sentido, la innovación no se plantea únicamente como incorporación de nuevas tecnologías, sino como la capacidad de utilizar el conocimiento biológico y técnico para diseñar soluciones diferentes frente a nuevas especies, condiciones productivas y necesidades de la acuicultura.

Confío en que esta obra sirva como material de acompañamiento para la formación de estudiantes de Acuicultura y como referencia inicial para quienes se aproximan al diseño y planificación de hatcheries. Sobre todo, espero que contribuya a formar profesionales capaces no solo de ejecutar protocolos, sino también de comprenderlos, adaptarlos y transformarlos.

Alcance y objetivos

Esta obra constituye una guía académica y aplicada para el estudio de la larvicultura y el diseño de hatcheries de organismos acuáticos. Está dirigida principalmente a estudiantes de Acuicultura y áreas relacionadas, aunque puede servir también como material de consulta para técnicos y profesionales interesados en la planificación de sistemas de producción larvaria.

Su alcance comprende el proceso que se inicia con la comprensión de los requerimientos biológicos de la especie y conduce progresivamente al dimensionamiento, alimentación, producción de alimento vivo y planificación operativa del cultivo larvario. La estructura del libro responde así a una secuencia lógica: comprender al organismo, definir cómo cultivarlo, determinar los recursos necesarios y organizar el sistema para alcanzar una meta de producción. Esta organización se refleja directamente en los seis capítulos que conforman la presente edición.

El camarón blanco del Pacífico, *Penaeus vannamei*, se utiliza como principal especie de referencia debido a su relevancia para la acuicultura ecuatoriana y a la experiencia tecnológica disponible

sobre su producción. Sin embargo, el texto incorpora ejemplos de peces, crustáceos y moluscos con el propósito de demostrar que los principios de planificación pueden ser transferidos a otras especies cuando se conocen adecuadamente sus características biológicas y sus requerimientos de cultivo.

El **objetivo general** de la obra es proporcionar al estudiante fundamentos conceptuales y herramientas prácticas para analizar, dimensionar y planificar sistemas de producción larvaria, integrando el conocimiento de la biología de los organismos con el diseño de infraestructura, la necesidad y producción de alimento vivo, la gestión de la alimentación y la planificación del cultivo como medio para el control operativo del hatchery. Bajo esta estructura, se busca desarrollar la capacidad de análisis e innovación, utilizando los principios estudiados para proponer sistemas de producción adaptados a diferentes especies, escalas productivas, recursos disponibles y condiciones operativas.

De manera específica, se busca que el estudiante pueda:

1. Relacionar la biología y el desarrollo larvario con las decisiones a tomar para el diseño de hatchery y la planificación del cultivo de larvas, reconociendo que las características de cada especie condicionan los sistemas, métodos, densidades, alimentación e infraestructura requeridos.

2. Dimensionar las principales unidades destinadas al cultivo de larvas, a partir de una meta productiva, considerando

población inicial, supervivencia, densidad de cultivo, fases de desarrollo y requerimientos de agua.

3. Estimar cuantitativamente la demanda de alimento, utilizando criterios técnicos tales como: el volumen de cultivo, el número de organismos o la biomasa, y relacionando estos requerimientos con los cambios que ocurren durante el tiempo de desarrollo larvario.

4. Comprender y dimensionar la producción de alimento vivo, particularmente microalgas, rotíferos y *Artemia*, vinculando su capacidad de producción con la demanda generada por el cultivo larvario.

5. Dimensionar los volúmenes de agua requeridos para la producción de alimento vivo según en relación con la demanda de larvicultura con la finalidad de evitar un déficit o sobredimencionamiento de áreas.

6. Integrar los diferentes componentes del hatchery en un modelo de planificación, utilizando tablas, cálculos, registros y herramientas de control que permitan organizar el proceso productivo y evaluar su funcionamiento.

Los ejemplos numéricos y ejercicios incluidos a lo largo del texto tienen una finalidad principalmente didáctica. Por ello, los valores empleados deben interpretarse como herramientas para aprender procedimientos de cálculo y razonamiento, y no necesariamente como parámetros universales de producción. En una aplicación

profesional, estos deberán ajustarse a la especie, condiciones ambientales, tecnología disponible, objetivos productivos y protocolos específicos del hatchery.

Las referencias bibliográficas incorporadas en cada capítulo complementan este enfoque y permiten al estudiante profundizar en los fundamentos científicos que sustentan los conceptos presentados, favoreciendo la lectura autónoma, la discusión académica y el desarrollo de nuevos ejercicios y propuestas de diseño.

INDICE

PREFACIO.....I

INDICE….....VIII

CAPÍTULO I.....1

1 FUNDAMENTOS BIOLÓGICOS PARA EL CULTIVO DE LARVAS DE ORGANISMOS ACUÁTICOS.....1

1.1 ¿Por qué debe interesarle este capítulo? 1

1.2 Objetivos de Aprendizaje.....1

1.3 Introducción 2

1.4 La larvicultura como eje de la acuicultura 5

1.5 Rutas para la obtención de huevos y larvas 13

1.6 Selección de Especie.....14

1.7 Estimación de la capacidad reproductiva y requerimientos de huevos.....15

1.8 Tiempo de desarrollo larval 16

1.9 Fases de desarrollo larvario de crustáceos: camarón blanco del Pacífico 18

1.10 Fases de desarrollo larvario de peces: robalo 20

1.11 Ejercicios de Aprendizaje.....26

1.12 Síntesis del Capítulo 26

CAPÍTULO II 28

2 DIMENSIONAMIENTO Y DISEÑO DE ÁREAS PARA LARVICULTURA 28

2.1 ¿Por qué debe interesarle este capítulo? 28

2.2 Objetivos de Aprendizaje.....29

2.3 Introducción 29

2.4 Sistemas de cultivo 33

2.5 Métodos de Cultivo en Larvicultura 38

2.6 Implicaciones de la biología de la especie en el diseño del sistema de cultivo 40

2.7 Ejemplarización del sistema 41

2.8 Fundamentación Técnica para el Diseño de Estructuras con varias Fases.....48

2.9 Implicaciones en la seguridad.....51

2.10 Estimación general de los volúmenes de Agua para la cría de larvas.....53

2.11 Determinación del requerimiento hídrico basado en la capacidad metabólica del cultivo.....58

2.12 Modelos de diseño.....65

2.13 Consideraciones acerca de transferencias en el manejo de fases de desarrollo diferenciadas 67

2.14 Síntesis del capítulo.....71

CAPÍTULO III.....73

3 ESTIMACIÓN DE LA DEMANDA DE ALIMENTO VIVO PARA LARVICULTURA.....73

3.1 ¿Por qué debe interesarle este capítulo? 73

3.2 Objetivos de Aprendizaje.....74

3.3 Introducción.....74

3.4 Por Volumen de Agua.....77

3.5 Por número de organismos.....87

3.6 Por la Biomasa Estimada.....94

3.7 Consideraciones para la gestión del alimento exógeno.....97

3.8 Potencial de reemplazo alimento vivo a exógeno y limitaciones según la especie.....98

3.9 Selección del Método de Alimentación.....103

3.10 Estrategias y frecuencia de alimentación.....103

3.11 Ejemplo para definir la estrategia y control de la alimentación 105

3.12 Control de la Alimentación.....106

3.13 Ejercicios de Aprendizaje.....109

3.14 Síntesis del capítulo.....111

CAPÍTULO IV.....112

4 PRODUCCIÓN DE ALIMENTO VIVO.....112

4.1 Objetivos de Aprendizaje.....112

4.2 Introducción.....113

4.3 Microalgas como Alimento Vivo en la Larvicultura.....115

4.4 Factores que controlan el crecimiento de las algas.....118

4.5 Aplicación en un hatchery.....125

4.6 Regla de escalado (inóculo) 126

4.7 Zooplancton como alimento vivo en Larvicultura 131

4.8 Producción de Rotíferos 133

4.9 Artemia Salina 142

4.10 Decapsulación de cistos de *Artemia salina* 147

4.11 Elaboración de concentrados congelados de *Artemia Salina* 151

4.12 Ventajas y Desventajas del uso de Concentrados de *Artemia Salina* congelada 153

4.13 Consideraciones Técnicas en la Producción de Alimento Vivo 159

4.14 Ejercicios de Aprendizaje 160

4.15 Síntesis del capítulo 161

CAPÍTULO V 163

5 DIMENSIONAMIENTO PARA LA PRODUCCIÓN DE ALIMENTO VIVO 163

5.1 ¿Por qué debe interesarle este capítulo? 163

5.2 Objetivos de Aprendizaje 163

5.3 Introducción 164

5.4 Ejemplo de dimensionamiento integral de larvicultura 167

5.5 Dimensionamiento del módulo de microalgas 168

5.6 Dimensionamiento del módulo de rotíferos 173

5.7 Definición de la demanda diaria 178

5.8 Supuestos y buenas prácticas 184

5.9 Síntesis del capítulo 185

CAPÍTULO VI 187

6 PLANIFICACIÓN Y CONTROL DEL CULTIVO DE LARVAS 187

6.1 ¿Por qué debe interesarle este capítulo? 187

6.2 Introducción 188

6.3 Configuración básica de la información y tablas 192

6.4 Tabla de Inputs del sistema 193

6.5 Tabla de planificación diaria por fase (Plan diario) 195

6.6 Configuración avanzada de las tablas de control 195

6.7 Configuración de alimentación con microalgas 197

6.8 Tabla Bitácora diaria del cultivo 205

6.9 Checklist diario de control operativo 206

6.10 Ejercicio Control Operativo Fase Larval 207

6.11 Síntesis del capítulo 209

BIBLIOGRAFÍA 211

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1.Comparación entre desove natural e inducción hormonal por grupo taxonómico.....10

Tabla 2.Ventajas y razones según tipo de desove.....12

Tabla 3.Datos reproductivos y alimenticios para cuatro especies acuáticas comunes.....13

Tabla 4.Fase y tiempo de desarrollo y tipo de alimento del camarón P vannamei. 18

Tabla 5.Tipos de sistemas de cultivo propuesto por el autor desde el enfoque de la interacción con el medio ambiente 34

Tabla 6.Diferencias en densidades de cultivo, tamaño de larva y alimento inicial de organismos acuáticos.....49

Tabla 7.Plantilla de cálculo trifase para dimensionamiento de volúmenes.....57

Tabla 8.Expresiones para el cálculo de tasa de consumo de organismos acuáticos, método volumétrico. 81

Tabla 9.Nivel de C de tres especies de microalgas. 85

Tabla 10.Expresiones para el cálculo de tasa de consumo de organismos acuáticos, método número de organismos y biomasa a alimentar......88

Tabla 11.Expresiones para el cálculo de consumo de alimento exógeno en larvas de organismos acuáticos.....100

Tabla 12.Composición nutricional de algunas especies de microalgas que pueden ser utilizadas en la Larvicultura......117

Tabla 13.Composición lipídica de algunas especies Fito planctónicas utilizadas en larvicultura de crustáceos y moluscos (Tomado de Southern Regional Aquaculture Center, USA). 117

Tabla 14.Símbolos, significado y unidades utilizadas en cultivos de microalgas.....120

Tabla 15.Concentración calculada (células/mL).....121

Tabla 16. Traspaso.....125

Tabla 17.Reglas didácticas para el escalado del cultivo de microalgas en larvicultura 127

Tabla 18.Ejemplo de volúmenes escalados del cultivo de microalgas......131

Tabla 19.Composición nutricional de organismos que pueden ser utilizados como alimento en larvicultura de organismos acuáticos......132

Tabla 20.Reglas didácticas para el escalado de cultivo de rotíferos.....140

Tabla 21.Reglas didácticas para la producción e incubación de Artemia (de quistes a nauplios) en larvicultura.....156

Tabla 22.Demanda y dimensionamiento para alimento vivo.181

Tabla 23.Tabla de Niveles 183

Tabla 24.Inputs del sistema para proyectar un cultivo de larvas de P vannamei con proyección a producir 20.000.000 de PLs. Se describen datos de base para planificar el cultivo de larvas...194

Tabla 25.Ejemplo de tabla que surge a partir de inputs del sistema.....195

Tabla 26.Planificación de alimento a suministrar en base microalgas para la fase Zoea de desarrollo en P vannamei. ..200

Tabla 27.Ejemplo de información de registro en la bitácora del cultivo para los días 6 y 7 de un cultivo de larvas. 205

Tabla 28.Planificación de alimento a suministrar en base a organismos zooplanctonicos y Artemia para la fase Zoea, Mysis y Postlarva de desarrollo en P vannamei......207

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1.Ciclo de desarrollo para el cultivo de organismos acuáticos.....6

Figura 2.Inducción reproductiva para los organismos acuáticos. 8

Figura 3.Diseño conceptual propuesto con fines didácticos para aplicar sistemas multifases para la larvicultura de organismos acuáticos (ej. Penaeus vannamei) 44

Figura 4.Fases de desarrollo y tipo de alimento para larvas de penaeus vannamei.....105

Figura 5.Curva de crecimiento de microalgas bajo condiciones controladas de laboratorio 122

Figura 6.Escalamiento progresivo del cultivo de fitoplancton 129

Figura 7.Simulación de cosecha diría de rotíferos con una concentración y tiempo de cultivo definido 135

Figura 8.Diagrama conceptual del proceso de eclosión de Artemia en larvicultura.....144

Figura 9.Proceso de decapsulación de Artemia salina. Imagen a la derecha reacción química en el los cistos; Imagen de centro: cosecha de cistos decapsulados, Imagen derecha, enjuague final de cistos decapsulados.....150

CAPÍTULO I

1 FUNDAMENTOS BIOLÓGICOS PARA EL CULTIVO DE LARVAS DE ORGANISMOS ACUÁTICOS

1.1 ¿Por qué debe interesarle este capítulo?

El diseño de un sistema de larvicultura comienza por comprender al organismo que se pretende cultivar. El tamaño de la larva, su comportamiento, forma de desplazamiento, desarrollo del aparato digestivo, estrategia alimentaria y transformaciones durante el desarrollo determinan decisiones relacionadas con el tipo de tanque, densidad de cultivo, manejo del agua y alimentación. Por esta razón, antes de calcular volúmenes o seleccionar componentes de un hatchery, es necesario reconocer cuáles son los requerimientos biológicos de la especie y cómo estos condicionan el sistema de producción. Adicionalmente, comprender la aplicación de los aspectos biológicos de la especie que se desea cultivar es esencial para planificar un sistema de producción larval eficiente.

En este capítulo, la pregunta que orienta el aprendizaje es: ¿qué necesita biológicamente el organismo y cómo se traducen esas necesidades en decisiones de cultivo?

1.2 Objetivos de Aprendizaje

Al finalizar este capítulo, los estudiantes serán capaces de:

- Explicar la importancia de los aspectos biológicos en el cultivo de larvas de organismos acuáticos.

- Identificar las características biológicas que condicionan el diseño de un hatchery y la planificación de un sistema de producción larval.

- Reconocer las fases de desarrollo larvario en especies acuáticas de interés comercial y aplicar este conocimiento para investigar otras especies potenciales.

- Utilizar esta información como base para decisiones posteriores de dimensionamiento y planificación del hatchery.

1.3 Introducción

Todo programa de larvicultura debe comenzar con el entendimiento profundo de los procesos fisiológicos, nutricionales, ecológicos y conductuales que gobiernan la vida de peces, crustáceos y moluscos. Sin este conocimiento, cualquier estrategia productiva carece de una base sólida para generar, crear e innovar sistemas de cultivo de larvas de organismos acuáticos. Consecuentemente, con este conocimiento básico, la planificación, el diseño y el manejo se transforman en herramientas de precisión.

El presente capitulo, no pretende cubrir todos los aspectos biológicos de peces crustáceos y moluscos, pero si ofrece una visión general de los principales características como línea de base para que sea profundizado por el acuicultor.

La fase larvaria de los organismos acuáticos comprende una sucesión de cambios morfológicos, fisiológicos y conductuales que

modifican progresivamente su relación con el ambiente. Durante este periodo pueden producirse cambios en la utilización de las reservas endógenas, el inicio de la alimentación exógena, el desarrollo del aparato digestivo, la capacidad natatoria y el comportamiento de captura del alimento.

Estas transformaciones adquieren particular importancia en condiciones de cultivo, porque determinan cuándo y cómo deben modificarse la alimentación, la densidad, el manejo del agua y otras condiciones del sistema. En consecuencia, el conocimiento del desarrollo larvario constituye la base biológica sobre la cual posteriormente pueden establecerse criterios de diseño y planificación de un hatchery.

Históricamente, la cría de larvas de peces, crustáceos y moluscos se remonta a prácticas milenarias en Asia y a tradiciones seculares en Europa. En Latinoamérica, su desarrollo sistemático comenzó hace poco más de cinco décadas, destacando los primeros reportes de reproducción controlada de *Cyprinus carpio* y *Carassius auratus*. No obstante, la consolidación técnica del sector dependió de la superación de las altas tasas de mortalidad registradas en las primeras etapas de desarrollo (López & Díaz, 2016).

En la actualidad, la acuicultura moderna asume un rol dual: (a) contribuir a la seguridad alimentaria mediante proteína de alta calidad y (b) aliviar la presión sobre poblaciones silvestres a través de programas de repoblación (FAO, 2020). Para alcanzar estos objetivos, resulta imperativo perfeccionar las técnicas de

larvicultura, centrando los esfuerzos en el suministro de alimento vivo adecuado para superar los cuellos de botella biológicos que históricamente han limitado la productividad (Rodríguez, 2020).

En Ecuador, entre 1985 a 1990, la acuicultura generó el punto de inflexión a través del "Proyecto Camarones", a ta=ravez del cual se alcanzó la incubación controlada de *Penaeus vannamei* y sentó bases tecnológicas para la maduración de reproductores, el desove y la larvicultura. A finales de los años ochenta, con la aparición de enfermedades larvales se determinó la fragilidad de la actividad y subrayó la relevancia de optimizar la maduración y el cultivo de larvas de camarón, teniendo a las microalgas como alimento inicial imprescindible (Lavens & Sorgeloos, 1996). Asimismo, la adopción masiva de *Artemia* como presa viva representó un avance crítico, permitiendo satisfacer los requerimientos nutricionales de las postlarvas gracias a su valor nutricional (Carvalho & Caramujo, 2017; Madkour et al., 2022). (Anaguano-Quijia & Falquez, 2025)

Durante las dos décadas sub-siguientes, la actividad combinó iniciativas empíricas con laboratorios tecnificados, lo que produjo fluctuaciones de calidad en insumos y postlarvas. Hoy, el camarón blanco es la primera especie acuática plenamente domesticada en el país, con más de 250 instalaciones productivas y una demanda estimada de 73 millones de larvas mensuales. Pese a estos logros, planificar el suministro de alimento vivo sigue siendo un desafío operativo debido a la complejidad en la producción masiva de microalgas y presas zoológicas que cumplan con los perfiles

lipídicos y vitamínicos necesarios para el desarrollo ontogénico (Pan et al., 2022; Sorgeloos, 2000).

1.4 La larvicultura como eje de la acuicultura

Ante las crecientes restricciones a la captura de individuos silvestres —impuestas para preservar la biodiversidad y la sostenibilidad—, consolidar el ciclo reproductivo en cautiverio resulta imperativo la producción controlada de postlarvas (Sorgeloos, 2000). Este proceso integra fases críticas de maduración, desove inducido y cultivo larval, permitiendo la autosuficiencia operativa y un control estricto sobre la genética y sanidad de las especies. De este modo, se minimiza la dependencia del entorno natural, garantizando trazabilidad, bioseguridad y un abastecimiento industrial constante.

Asimismo, la incontrolada contaminación de los cuerpos de agua y el impacto acumulativo de la sobrepesca han convertido a los programas de repoblación y manejo de especies nativas en una prioridad estratégica, esencial tanto para la restauración del equilibrio ecológico como para garantizar la sostenibilidad a largo plazo de la actividad pesquera. No obstante, el escalamiento comercial de estas especies enfrenta retos críticos, como la alta dependencia de alimento vivo debido a la naturaleza zooplanctófaga de sus estadios larvarios y la complejidad en el mantenimiento de condiciones ambientales óptimas en cautiverio (García-Guerrero et al., 2013; Hashmi et al., 2023).

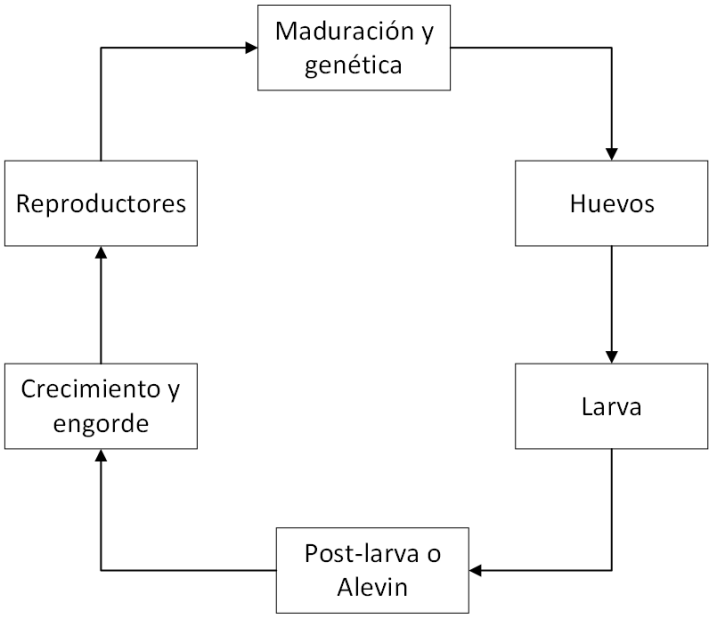


Figura 1.Ciclo de desarrollo para el cultivo de organismos acuáticos

Las larvas, especialmente en sus primeros estadios de desarrollo, exhiben una elevada sensibilidad a las fluctuaciones en los parámetros físico-químicos del medio, tales como la temperatura, salinidad, pH y niveles de oxígeno disuelto (Hashmi et al., 2023). Puesto que su capacidad de regulación homeostática es aún inmadura, el control riguroso de estas variables resulta determinante para garantizar niveles adecuados de supervivencia, un crecimiento vigoroso y, consecuentemente, la rentabilidad económica del cultivo (Sorgeloos, 2000). En este sentido, la estimación del número de larvas requerido no depende únicamente de la escala de producción proyectada, sino que debe integrarse en una planificación técnica que considere las tasas de mortalidad y los requerimientos nutricionales específicos de la especie, asegurando así la estabilidad

del suministro necesario para alcanzar los objetivos industriales (Pan et al., 2022).

Obtención de huevos para el cultivo de larvas

Tras haber definido la relevancia de la larvicultura, resulta fundamental abordar la obtención de huevos como el punto de partida del ciclo reproductivo.

El primer paso en la larvicultura es la obtención de huevos y su posterior incubación, una etapa crítica que define la viabilidad del ciclo productivo. Debido a la elevada sensibilidad de los embriones y larvas a las fluctuaciones de los parámetros físico-químicos del medio, tales como la temperatura, el oxígeno disuelto y la intensidad lumínica (Hashmi et al., 2023), el control riguroso de estas condiciones resulta imperativo para asegurar un desarrollo exitoso. Los organismos acuáticos pueden desovar de manera natural o bajo inducción artificial en cautiverio; independientemente de la ruta elegida, la calidad de los huevos se constituye como el factor determinante para la supervivencia y el crecimiento posterior. Optimizar esta fase inicial es fundamental para superar los altos índices de mortalidad registrados en los primeros estadios de vida (López & Díaz, 2016) y mitigar los cuellos de botella biológicos que históricamente han condicionado la productividad en las instalaciones acuícolas (Rodríguez, 2020).

A modo de ilustración, en especies de peces marinos de alto valor comercial como el robalo, salmón, lubina, besugo, rodaballo y fletán, la tasa de supervivencia puede descender hasta niveles

inferiores al 5% tras el desove en ausencia de un manejo tecnificado (López & Díaz, 2016). Esta vulnerabilidad biológica durante los estadios larvarios iniciales subraya la necesidad crítica de optimizar los protocolos de larvicultura para superar estos cuellos de botella y garantizar la viabilidad de la producción a escala industrial (Rodríguez, 2020).

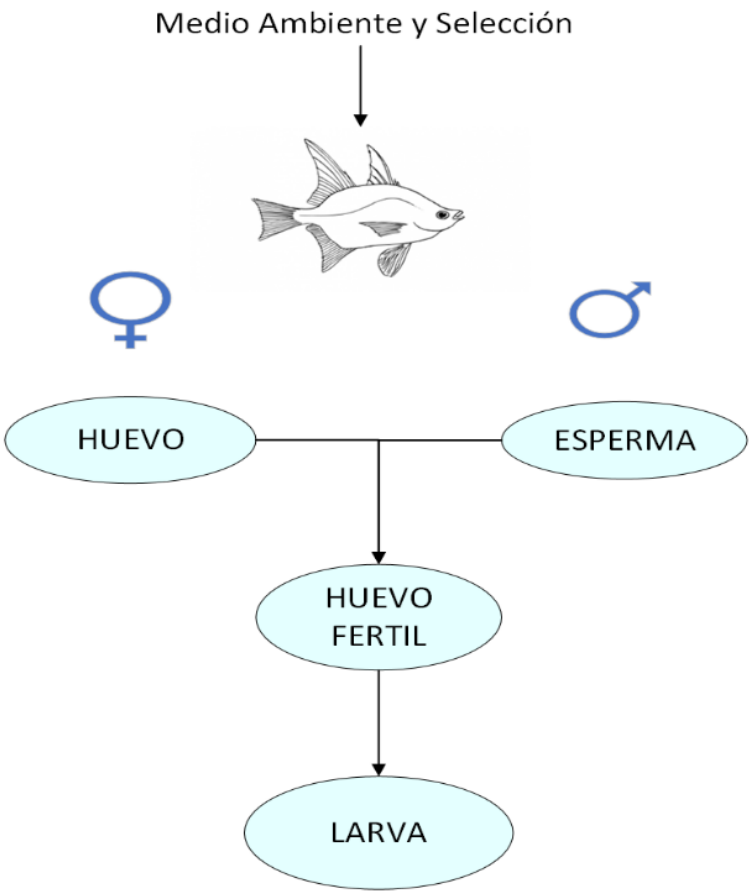


Figura 2.Inducción reproductiva para los organismos acuáticos.

Para garantizar el suministro constante de huevos viables, la acuicultura moderna emplea fundamentalmente dos estrategias: el

desove natural y la inducción hormonal, cuya implementación varía significativamente según el grupo taxonómico y los objetivos productivos. Mientras que el desove natural replica las condiciones ambientales para estimular el comportamiento reproductivo —priorizando el bienestar de los progenitores y una mayor variabilidad genética—, la inducción hormonal emplea técnicas de manipulación endocrina que permite sincronizar los desoves, superando de esta forma las restricciones estacionales. La inducción hormonal se convierte en una acción estratégica en instalaciones de escala industrial, ya que permite programar la producción, optimizar el uso de infraestructura y mitigar los cuellos de botella biológicos que históricamente han limitado la productividad sectorial (Rodríguez, 2020). En última instancia, la elección entre estas rutas no es meramente operativa, sino una decisión técnica compleja que debe equilibrar la eficiencia productiva, el costo del manejo y la calidad biológica del producto final.

La tabla 1 presenta una comparación detallada entre dos estrategias empleadas para la obtención de huevos viables en acuicultura: el desove natural y la inducción hormonal. La tabla muestra una comparación por grupo taxonómico (peces, crustáceos y moluscos) y las diferencias clave en cada etapa del proceso reproductivo (FAO, 2010; Treece & Yates, 1993). Como ejemplos, se visualizan los requerimientos técnicos, el tipo de manipulación involucrada y ejemplos específicos de especies cultivadas en Latinoamérica, facilitando una comprensión básica y aplicada del manejo reproductivo en larvicultura.

Tabla 1.Comparación entre desove natural e inducción hormonal por grupo taxonómico

Etapa	Desove natural	Inducción hormonal
Selección de reproductores	Se escogen hembras y machos maduros, sanos y genéticamente diversos. peces: robalo (*Centropomus pa- rallelus*); crustáceo: camarón blanco (*Pe- naeus vannamei*) (FAO, 2009); molusco: concha prieta (*Anadara tuberculosa*) (Rodríguez-Pesantes et al., 2022).	Igual al proceso natural, pero los candidatos deben tolerar la manipulación porque recibirán una dosis hormonal o los huevos serán extraídos manualmente).
Estímulos de inducción	Se recrean señales naturales que disparan el desove: -Peces: aumento gradual de la temperatura y fotoperíodo que imita la estación lluviosa. -Crustáceos: reducción de salinidad nocturna o pequeñas variaciones de pH.- -Moluscos: "choque térmico" (incremento brusco de 5 °C) o pulsos de microalgas frescas.	Se aplican hormonas para acortar o reemplazar la fase de acondicionamiento: - -Peces (robalo): análogos de GnRH o extracto hipofisario para sincronizar ovulación y espermiación. -Crustáceos (camarón blanco): ablación unilateral del pedúnculo ocular o inyección de serotonina para acelerar la madurez ovárica. - -Moluscos (concha prieta): inyección de serotonina o golpe térmico, seguida de ordeño-fertilización en medio controlado.

Desove / Extracción de huevos	Los reproductores desovan de forma espontánea en tanques como em *P. vannamei* que libera alrededor de huevos de 250–300 µm que flotan ligeramente. El *Centropomus parallelus* libera huevos pelágicos de 0,9–1 mm.	Personal técnico recoge gametos de peces manualmente o por leve presión abdominal: - En peces, se mezclan ovas y esperma en medio controlado.
Recolección de huevos / Fertilización e incubación	Huevos se separan por flotabilidad o tamizado, se enjuagan y se incuban en cilindro-burbujas con flujo de 120–150 % de oxígeno de saturación.	Tras fertilizar, los huevos se lavan con agua filtrada/UV y se incuban igual que en el método natural, pero con mayor uniformidad en la edad embrionaria, lo que mejora la sincronía de eclosión.

Fuente: Elaboración propia

La tabla 2 sintetiza las ventajas y justificaciones técnicas que orientan la elección entre el desove natural y la inducción hormonal para cada grupo de organismos. Se analizan aspectos como la viabilidad de huevos, la sincronización de puestas, la posibilidad de ciclos continuos de reproducción y la manipulación genética. Esta información resulta clave para tomar decisiones estratégicas en función de los objetivos del proyecto, de la infraestructura disponible y la especie seleccionada.

Tabla 2.Ventajas y razones según tipo de desove

Grupo		Razones para la inducción hormonal
Peces (Robalo)	Huevos sin manipulación directa tienen menor mortalidad embrionaria.	Sincronizar puestas para abastecimiento durante todo el año; acorta 2–3 semanas de acondicionamiento.
Crustáceos (Camarón blanco)	Menor estrés al evitar ablación o inyecciones; las hembras pueden volver a aparearse y desovar varias veces	Aumenta la tasa de madurez ovárica hasta 90 % y permite ciclos continuos en laboratorios comerciales.
Moluscos (Concha prieta)	Favorece elevada diversidad genética porque desove es grupal; bajo costo operativo.	Permite recolectar huevos incluso fuera de la temporada reproductiva y seleccionar progenitores con rasgos deseados.

Fuente: Elaboración propia

La tabla 3 resume parámetros esenciales para el cultivo larval de cuatro especies de interés acuícola: camarón blanco, tilapia, robalo y concha prieta. Incluye datos sobre el tipo de reproducción, densidad larvaria recomendada y alimento inicial. Esta tabla proporciona una referencia práctica para planificar protocolos de producción según las necesidades biológicas y nutricionales de cada especie.

Tabla 3.Datos reproductivos y alimenticios para cuatro especies acuáticas comunes

Nombre común	**Nombre científico**	**Tipo de reproducción**	**Diámetro de huevos**	**Numero de huevos**
Camarón blanco	*Penaeus vannamei*	Ovíparo externo	0.26-0.29	250.000-500.000
Tilapia del Nilo	*Oreochromis niloticus*	Ovíparo bucal		
Robalo	*Centropomus parallelus*	Ovíparo externo	1.2-1.4	250.000
Ostra	*Anadara tuberculosa*	Liberación larvas velígeras	0.4	2-70 millones

Fuente: Elaboración propia

1.5 Rutas para la obtención de huevos y larvas

De acuerdo con la experiencia ecuatoriana, la obtención de postlarvas de camarón se ha desarrollado en etapas sucesivas bajo tres etapas:

- Captura de postlarvas (semilla) en el medio natural para ser transferidas a estanques de crecimiento

- Reproducción asistida mediante la captura de hembras ovadas y machos adultos recolectados del medio natural, para la transferencia manual de espermatóforos del macho a la hembra y esperar la obtención de huevos fértiles.

- Producción en criaderos o sistemas de maduración utilizando reproductores sexualmente maduros que han sido cuidadosamente mantenidos en cautiverio.

La capacidad de desove de los organismos acuáticos varía considerablemente. La producción de huevos depende de factores como la especie, el origen del reproductor, su tamaño y salud.

La determinación precisa de la capacidad reproductiva es un pilar estratégico en la larvicultura. Más allá de conocer el número promedio de huevos por hembra, es indispensable integrar variables críticas como la viabilidad embrionaria y las tasas de supervivencia proyectadas durante el desarrollo larval. Este enfoque analítico permite dimensionar con exactitud el plantel de reproductores necesarios, optimizando los recursos operativos y garantizando el cumplimiento de las metas de producción de postlarvas o alevines.

1.6 Selección de Especie

La selección e identificación de una especie acuática para la búsqueda de nuevas oportunidades en acuicultura es un aspecto crítico. En la cría de larvas de organismo acuáticos el manejo de la especie, la reproducción, la alimentación y el control de enfermedades está ligado a la biología de la especie seleccionada la morfología larval, y la fisiología.

La biología de la especie incluye el conocimiento reproductivo previamente analizado, y el comportamiento alimenticio, así como sus necesidades ambientales.

La morfología larval permite entender las características morfologías de las larvas en cada etapa larval, lo cual es esencial

para ajustar el entorno del cultivo, la densidad poblacional y la alimentación.

1.7 Estimación de la capacidad reproductiva y requerimientos de huevos

La planificación técnica de la larvicultura exige una estimación precisa del número de huevos requeridos, proceso que va más allá del simple conteo biológico. Este paso es importante porque permite optimizar la infraestructura requerida y asegurar la viabilidad operativa asociados a las tasas de mortalidad, y garantizando un flujo de producción alineado con la capacidad biológica y los objetivos comerciales de la especie. Asimismo, es fundamental considerar que la calidad del huevo —definida como la capacidad de un desarrollo embrionario óptimo y la supervivencia hacia la primera alimentación— constituye un factor determinante en la eficiencia de estos sistemas (Peña, 2015).

El número de huevos a requerir en un proyecto de larvicultura está en función de la cantidad de post-larvas necesarias para el plan de producción, por lo cual es importante conocer la capacidad reproductiva de la especie de interés. Para asegurar un suministro constante de juveniles, es imperativo establecer bancos de reproductores mediante la domesticación completa, superando los cuellos de botella técnicos que limitan la escalabilidad industrial (Rodrigáñez et al., 2018; Uriarte-Merino, 1999).

Ejemplo práctico con el camarón Penaeus vannamei:

Para producir 100,000 postlarvas de *P. vannamei* con una supervivencia larval del 50%, se requieren 200,000 huevos. Si una hembra produce 250,000 huevos, basta con una hembra para cubrir esa necesidad.

La cantidad de nauplios requeridos está sujeta a la viabilidad de huevos. Para determinar la producción de postlarvas asumiremos que la supervivencia final desde huevo a post-larva sería del 50% al final del periodo de larvicultura. Por tanto, según el ejemplo propuesto, se requerirían aproximadamente 200.000 huevos para producir 100.000 postlarvas.

Conocer el número de huevos requeridos es fundamental para dimensionar con exactitud el plantel de reproductores necesario, identificando el número de hembras y machos requeridas para la especie de pez o molusco bivalvo en cultivo. Este paso, exige un conocimiento profundo de la biología reproductiva de la especie, factor indispensable para optimizar los recursos operativos y garantizar el cumplimiento de las metas de producción. Asimismo, es importante indicar que la optimización del entorno de desove es un aspecto crítico, puesto que el incremento del volumen de agua disponible por hembra ha demostrado aumentar significativamente la cantidad de huevos obtenidos por evento reproductivo (Mejías, 2021).

1.8 Tiempo de desarrollo larval

Conocer de manera precisa el tiempo de duración de cada fase larvaria constituye un parámetro estratégico para la planificación

operativa en la larvicultura. Este conocimiento es indispensable, dado que el desarrollo ontogénico de los organismos está intrínsecamente ligado a requerimientos nutricionales específicos, los cuales evolucionan drásticamente en función de la morfología y las demandas metabólicas particulares de cada etapa del ciclo de vida. Por otro lado, la densidad de siembra debe ser ajustada estrictamente conforme a esta progresión ontogénica, ya que el espacio disponible y la calidad del agua impactan directamente el rendimiento productivo y la supervivencia final (Martinez-Ordoñez & Tomalá-Solano, 2025).

Tomando como ejemplo al camarón blanco (*Penaeus vannamei*), el tiempo de desarrollo desde el desove de huevos hasta el momento de la eclosión es de aproximadamente 16 horas. Posteriormente, el ciclo larvario se extiende a alrededor de 20 días, tiempo de desarrrollo durante el cual el organismo atraviesa cuatro fases: nauplio, zoea, mysis y postlarva. El tiempo de desarrollo que tiene cada etapa larval está intrínsecamente ligado a factores externos como la temperatura, la calidad del agua y la alimentación, lo que exige un mecanismo que asegure el equilibrio de todos los parámetros de calidad de agua y un manejo estricto de las condiciones del cultivo para garantizar una transición eficiente entre estadios y maximizar la supervivencia. Concurrentemente, el suministro preciso de alimento vivo, en función del estadio de desarrollo, resulta determinante para evitar desequilibrios nutricionales y asegurar una metamorfosis exitosa.

Tabla 4.Fase y tiempo de desarrollo y tipo de alimento del camarón P vannamei.

Fase	Duración típica	Alimentación principal	Parámetros sensibles
Nauplio	24 h	Endógena	Oxígeno disuelto, salinidad
Zoea	2-3 días	Microalgas (5-10 µm)	Luz, densidad celular
Mysis	3-4 días	Microalgas + rotíferos	Turbulencia, amonio
Postlarva	10-12 días	Artemia / microdietas	U.I. lumínicas, VHD

Fuente: Elaboración propia

1.9 Fases de desarrollo larvario de crustáceos: camarón blanco del Pacífico

Fase Naupliar*:* Esta constituye la etapa inicial del ciclo larvario, caracterizada por una duración aproximada de dos días que abarca cinco estadios de desarrollo. Morfológicamente, la larva se distingue por un cuerpo ovalado que experimenta una elongación progresiva, carece de segmentación visible y presenta espinas laterales; el ocelo, u ojo naupliar, actúa como su rasgo distintivo principal. El tamaño promedio de Nauplios fluctúa entre 0.31 mm en el estadio N1 y 0.51 mm en el N5. Fisiológicamente, los nauplios dependen exclusivamente de las reservas vitelinas para su sostenimiento inicial. Su comportamiento de fototaxismo positivo los impulsa hacia la luz para mantener una posición óptima en la columna de agua. En este estadio, la larva es altamente vulnerable ante fluctuaciones ambientales, exigiendo un monitoreo estricto del entorno. La conclusión de esta fase marca la metamorfosis crítica hacia el estadio de zoea, momento en el cual el organismo debe transicionar eficazmente de una nutrición endógena a una exógena,

fundamentalmente basada en microalgas (Bermudes-Lizárraga et al., 2023; Ortega et al., 2018).

***Fase Zoea**:* Esta etapa, que inicia aproximadamente 55 horas post-eclosión (Ortega et al., 2018), comprende tres sub-estadios en los que la larva experimenta cambios morfológicos y fisiológicos cruciales. El crecimiento es progresivo, caracterizado por la diferenciación del cefalotórax y el desarrollo de setas bucales, las cuales permiten a los organismos filtrar partículas de alimento en la columna de agua. La transición más significativa radica en la alimentación: las larvas abandonan la dependencia de las reservas vitelinas para iniciar una alimentación exógena basada predominantemente en microalgas, proceso fundamental para la supervivencia en esta fase (Bermudes-Lizárraga et al., 2023; Ortega et al., 2018). Dada la vulnerabilidad inherente a este cambio nutricional, es imperativo un control riguroso de la calidad del agua y del suministro preciso de alimento para garantizar el éxito del desarrollo morfológico y la transición hacia el estadio de mysis (Ortega et al., 2018).

Fase Mysis: Esta etapa está compuesta por tres sub-estadios y presenta una duración que oscila entre tres y cuatro días. Los organismos en este periodo alcanzan dimensiones que varían de 2.61 mm en el estadio M1 hasta 3.93 mm en M3. Durante esta fase, las larvas desarrollan los pleópodos, estructuras que progresivamente les permiten mejorar su capacidad de nado y suspensión en la columna de agua (Ortega et al., 2018). Desde una perspectiva nutricional, aunque se pueden aprovechar fuentes zooplanctónicas,

en condiciones de cultivo es fundamental complementar la dieta con nauplios de *Artemia salina* para satisfacer los requerimientos del desarrollo (Bermudes-Lizárraga et al., 2023). Dado que este estadio representa un periodo de transición morfológica crítica, el manejo riguroso de la calidad del agua y la precisión en el suministro de alimento son factores determinantes para garantizar el desarrollo exitoso hacia la fase post-larval (Bermudes-Lizárraga et al., 2023; Ortega et al., 2018).

Fase Post-Larva: Esta etapa representa la conclusión del ciclo larvario y la transición hacia el estado juvenil, en la cual el organismo adquiere las características morfológicas completas de un camarón adulto, a excepción de las estructuras sexuales secundarias. En esta fase, los individuos presentan todos los segmentos abdominales, pleópodos (patas nadadoras), periopodos (patas caminadoras), telson y urópodos completamente desarrollados, otorgándoles una funcionalidad plena para la movilidad y el desplazamiento activo tanto en la columna de agua como en el fondo de su hábitat (Ortega et al., 2018). Si bien la primera postlarva presenta típicamente un tamaño de 3.5 a 4.25 mm, el éxito en esta etapa, reflejado en el crecimiento y la supervivencia, está intrínsecamente condicionado por el manejo de la densidad de siembra y la precisión en los requerimientos nutricionales, factores que impactan directamente en el rendimiento productivo final (Martinez-Ordoñez & Tomalá-Solano, 2025).

1.10 Fases de desarrollo larvario de peces: robalo

En el desarrollo larvario de los peces, ejemplificado por el robalo según Alvarez-Lajonchere, la transición post-eclosión se articula a través de cuatro estadios críticos: saco vitelino, pre-flexión, flexión y post-flexión. Esta progresión no solo marca hitos temporales, sino que implica transformaciones morfológicas y fisiológicas determinantes, tales como el paso de la nutrición endógena a la exógena y la configuración progresiva del aparato locomotor, procesos esenciales para la larvicultura puesto que garantizan la supervivencia y el desarrollo exitoso hacia la etapa juvenil. No obstante, esta fase de ontogenia presenta una alta vulnerabilidad, donde la tasa de mortalidad suele elevarse considerablemente durante los primeros veinte días post-eclosión, pudiendo superar el 75% debido a la susceptibilidad biológica ante las condiciones del entorno y la disponibilidad de nutrientes (Álvarez-González et al., 2022).

Fase de saco vitelino (0-3 días después de la eclosión)

Tras la eclosión, las larvas presentan un saco vitelino que constituye su fuente primaria de nutrientes. Durante esta etapa, al carecer de una boca y un sistema digestivo completamente funcionales, los organismos dependen exclusivamente de sus reservas vitelinas, prescindiendo de la necesidad de alimentación externa.

Fase de preflexión (3-7 días después de la eclosión)

En la fase de preflexión, las larvas han absorbido el saco vitelino, completando la transición crítica hacia una nutrición exógena (Álvarez-González et al., 2022). Durante este estadio, se desarrolla

el aparato bucal y el sistema digestivo, mientras inicia la formación de las aletas dorsal y anal. En esta etapa, los organismos comienzan a alimentarse de plancton y pequeños organismos o presas, adaptando su ingesta según su tamaño, lo cual resulta esencial para sustentar su desarrollo morfológico y fisiológico (Álvarez-González et al., 2022).

Fase de flexión (7-14 días después de la eclosión)

En la fase de flexión, se produce un cambio ontogénico fundamental donde la flexión del notocordio permite el inicio de la formación y consolidación de la columna vertebral (Álvarez-González et al., 2022). Durante este estadio, la diferenciación y el desarrollo de las aletas dorsal y anal mejoran significativamente las capacidades locomotoras de la larva, dotándola de una morfología cada vez más próxima a la del pez adulto. Este avance estructural es paralelo a un incremento en los requerimientos metabólicos, lo que conlleva una alimentación más activa y un aumento en la competencia intraespecífica por el alimento, factores determinantes para el éxito de la transición hacia la fase de postflexión (Álvarez-González et al., 2022).

Fase de postflexión (14 días después de la eclosión en adelante)

Las larvas en postflexión continúan su desarrollo hacia el estado juvenil, etapa definida por la adquisición de la forma típica del pez adulto (Álvarez-González et al., 2022). Durante este proceso, la morfología corporal se consolida, observándose el desarrollo completo de las aletas y la formación externa de las escamas. Esta

transición morfológica permite una mayor eficiencia en la captura de presas, facilitando la ingesta de microorganismos de mayor tamaño, los cuales se ajustan a las dimensiones y capacidades de su aparato bucal, ahora plenamente desarrollado.

Fases de desarrollo larvario en moluscos bivalvos (Concha Prieta)

El ciclo de vida de los moluscos bivalvos, incluyendo especies de relevancia económica como la concha prieta (*Anadara tuberculosa*), las ostras y los mejillones, comprende una secuencia de transformaciones ontogénicas críticas. El desarrollo larvario de estos bivalvos no se limita a un crecimiento dimensional, sino que implica cambios fisiológicos y morfológicos profundos, desde la larva trocófora hasta la pedivelígera y de asentamiento, mismos que definen la capacidad de vida del individuo. La complejidad de esta transición, marcada por una alta vulnerabilidad ante las condiciones ambientales y la calidad del alimento, constituye un determinante fundamental para el éxito del cultivo y la supervivencia hacia las etapas juveniles y adultas. Esta secuencia ontogénica se caracteriza por una serie de estadios morfológicos específicos, iniciándose por la larva trocófora ciliada de vida libre. Le sigue la fase velígera, en la cual el desarrollo de la charnela y el velo permiten una mayor capacidad de dispersión y alimentación mediante filtración. Posteriormente, el estadio de pedivelígera se distingue por la formación de un pie musculoso que facilita el desplazamiento y la búsqueda de sustratos adecuados para la fijación definitiva (Balseiro et al., 2013; Hasan et al., 2024).

A continuación, se presenta las fases de desarrollo y características de las fases larvarias de los moluscos bivalvos:

Fase de larva trocófora (0-24 horas después de la fecundación)

En el ciclo de vida de los moluscos bivalvos, la larva trocófora constituye la primera etapa larvaria post-gastrulación. Este estadio se caracteriza por ser una larva de vida libre, dotada de alta movilidad y una morfología distintiva que incluye una corona de cilios y un flagelo apical (Balseiro et al., 2013). Durante esta fase, el organismo permanece en la columna de agua, manteniendo su desarrollo hasta que ocurre la secreción de la valva larvaria, evento que marca la transición crítica hacia el siguiente estadio (Hasan et al., 2024).

Fase de larva velígera (24 horas-2 semanas después de la fecundación)

La larva velígera constituye la segunda etapa del desarrollo larvario en los moluscos bivalvos. Este estadio se caracteriza por el desarrollo de dos valvas primordiales que envuelven el cuerpo de la larva (Balseiro et al., 2013; Hasan et al., 2024) y la formación de un velo ciliado prominente, el cual es esencial tanto para la locomoción mediante nado como para la captura de alimento a través de la filtración de fitoplancton (Hasan et al., 2024).

Fase de larva pedivelígera (2-4 semanas después de la fecundación)

La larva pedivelígera constituye la tercera y definitiva etapa del desarrollo larvario en los moluscos bivalvos, cuya característica

distintiva es la formación de un pie musculoso funcional (Balseiro et al., 2013; Hasan et al., 2024). Este estadio resulta crucial para la supervivencia y el éxito del reclutamiento, dado que el pie no solo facilita la conducta de rastreo para la exploración del sustrato, sino que también actúa como un órgano sensorial fundamental para detectar señales ambientales que validan la idoneidad del sitio de asentamiento (Hasan et al., 2024). Por consiguiente, la fase pedivelígera representa un periodo de transición biológica crítica; es el momento en que la larva abandona su estilo de vida exclusivamente pelágico para iniciar la búsqueda de un lugar de fijación, proceso que culminará inevitablemente con la metamorfosis hacia el estadio juvenil bentónico (Balseiro et al., 2013; Hasan et al., 2024).

Fase de asentamiento (4-6 semanas después de la fecundación)

La larva de asentamiento es la última etapa larval de los moluscos bivalvos. Tiene un cuerpo más alargado y conchas más desarrolladas que la larva pedivelígera. Busca un lugar adecuado para asentarse y comenzar a desarrollarse en un adulto.

Es fundamental subrayar que la duración exacta de cada fase de desarrollo puede variar considerablemente según la especie de molusco bivalvo y las condiciones ambientales imperantes. Además, factores físicos como la hidrodinámica y la presencia de compuestos químicos en el agua pueden influir drásticamente en la eficiencia de esta transición hacia la vida bentónica (Laming et al., 2018). Asimismo, la metamorfosis constituye un fenómeno irreversible que

conlleva la degeneración del vélum y la sustitución de las estructuras filtradoras larvales por branquias funcionales, permitiendo así la consolidación definitiva del organismo en el bento (Dumas, 2020; Lagarde et al., 2018).

A este respecto, el éxito de dicho proceso depende críticamente de la percepción de señales biofísicas, incluyendo la composición química del sustrato y los perfiles acústicos del entorno, los cuales modulan la respuesta neuroendocrina necesaria para iniciar la transformación metamórfica (Gigot, 2022; Lagarde, 2018; Zhe et al., 2019).

1.11 Ejercicios de Aprendizaje

Selección de especie: Investigue diferentes especies de interés comercial o ambiental. Analizar las características biológicas y justificar la elección de la especie para el proyecto.

Obtención de huevos: Compare las distintas técnicas de obtención de huevos referidas en el presente capítulo, u otra investigada por usted (natural vs. inducida) y determine cuál sería más adecuada para la especie seleccionada.

Planificación de cultivo: Diseñe un esquema básico de planificación para el cultivo larval de una especie específica, en el cual determina el número de huevos y reproductores requeridos, considerando densidad de siembra, tipo de proyecto (comercial o de repoblación) y requerimientos técnicos.

1.12 Síntesis del Capítulo

Un sistema de larvicultura independiente de la biología del organismo cultivado puede ser un fracaso técnico y económico. Las características morfológicas, fisiológicas, alimentarias y conductuales de cada estadio determinan las condiciones que deben proporcionarse durante el cultivo. Por ello, la planificacón de un sistema de larvicultura y el diseño de un hatchery debe comenzar identificando estos requerimientos y transformándolos posteriormente en criterios de manejo, alimentación, densidad, volumen e infraestructura.

Este principio conduce a la siguiente pregunta del proceso de diseño: si conocemos las necesidades del organismo y establecemos una meta de producción, ¿cuántas larvas debemos cultivar y qué volumen de agua necesitamos? Esta pregunta constituye el punto de partida del siguiente capítulo. Por tanto, la profundización del conocimiento de la biología de las diferentes especies es requisito fundamental para la aplicación de los próximos pasos.

CAPÍTULO II

2 DIMENSIONAMIENTO Y DISEÑO DE ÁREAS PARA LARVICULTURA

2.1 ¿Por qué debe interesarle este capítulo?

Una vez comprendidos los requerimientos biológicos del organismo que se pretende cultivar, el siguiente desafío consiste en transformarlos en decisiones concretas de diseño. Una meta de producción expresada en número de larvas o postlarvas debe convertirse en poblaciones iniciales, densidades de cultivo, volúmenes de agua, número y tamaño de tanques y, finalmente, en una infraestructura capaz de sostener el proceso productivo.

El dimensionamiento de un hatchery no consiste, por tanto, en seleccionar arbitrariamente el tamaño de los tanques o reproducir instalaciones existentes. La especie, sus fases de desarrollo, las supervivencias esperadas, las densidades de cultivo, los métodos de manejo y los requerimientos de agua condicionan la configuración del sistema. Este capítulo introduce las herramientas que permiten establecer esas relaciones y convertir una meta biológica de producción en una propuesta técnica de diseño. Esto corresponde directamente con el desarrollo posterior del capítulo sobre sistemas de cultivo, diseños multifase, requerimientos hídricos y modelos de diseño.

Si conocemos las necesidades del organismo y establecemos una meta de producción, ¿cuántos organismos debemos cultivar y qué volumen e infraestructura necesitamos para producirlos?

2.2 Objetivos de Aprendizaje

Al finalizar este capítulo, el estudiante será capaz de:

- Relacionar las características biológicas y las fases de desarrollo de las larvas con el sistema y método de cultivo apropiados.
- Calcular la población inicial necesaria para alcanzar una meta de producción considerando las supervivencias esperadas durante el ciclo larvario.
- Estimar los volúmenes de agua requeridos a partir de la población, densidad de cultivo y organización de las diferentes fases productivas.
- Dimensionar las principales unidades de larvicultura y analizar alternativas de diseño de una, dos o varias fases.
- Utilizar estos cálculos como base para proponer una configuración funcional del área de larvicultura de un hatchery.

2.3 Introducción

El éxito de una producción larvaria no comienza con el ingreso de los reproductores ni con la preparación de los alimentos vivos;

comienza mucho antes, en la mesa de diseño. La distribución de espacios, los flujos de agua, la ubicación de las áreas de apoyo y la integración de los procesos están relacionados con el sistema y método de cultivo y finalmente determinan gran parte la eficiencia del laboratorio. A pesar de ello, muchos hatcheries ecuatorianos fueron concebidos bajo esquemas replicados que hoy pueden ser superados mediante enfoques más innovadores y adaptados a las exigencias actuales de la larvicultura

La planificación efectiva de un hatchery exige que la selección del sistema y el método de cultivo se subordinen a los objetivos de producción establecidos. Para fundamentar el dimensionamiento y diseño de la infraestructura, resulta imperativo integrar el conocimiento biológico, con los requerimientos ambientales específicos de la especie. El conocimiento biológico incluye la morfología y el comportamiento fisiológico de las etapas larvales. Bajo este enfoque, el diseño técnico debe articular armónicamente la proporción de las áreas de cultivo, la escala tecnológica adoptada, la viabilidad operativa y la sostenibilidad del sistema.

La etapa inicial del diseño requiere la definición estratégica del sistema de producción y la escala tecnológica, aspectos que condicionan directamente el volumen hídrico necesario para albergar a los organismos. La estimación precisa de los volúmenes en las distintas unidades productivas resulta, por tanto, determinante para el dimensionamiento de la infraestructura, puesto que una planificación rigurosa es condición necesaria para salvaguardar el bienestar fisiológico, la salud y el desarrollo óptimo de las larvas.

La creación de un hatchery para la producción de larvas de organismos acuáticos plantea un desafío que va más allá del conocimiento biológico. Un diseño de hatchery efectivo no solo reduce costos, sino que también crea un entorno adecuado para el desarrollo saludable de las larvas. Definir la infraestructura adecuada y la elección del tipo de tanques y es crucial para optimizar la producción, garantizando la supervivencia y el crecimiento óptimo de las larvas. En este sentido, la configuración de la infraestructura trasciende la mera capacidad volumétrica; involucra una selección rigurosa de materiales de construcción, la optimización de la dinámica de fluidos dentro de los tanques —minimizando zonas muertas y facilitando la evacuación de desechos— y la integración de sistemas avanzados de tratamiento de agua que aseguren la estabilidad ambiental desde el inicio del proceso (Midlen, 1988; Qiu et al., 2017).

Un diseño de hatchery en acuicultura, que considere las particularidades biológicas y las pautas de comportamiento de la especie, permite un control preciso sobre las condiciones fisicoquímicas del medio, lo cual es determinante para reducir factores de estrés ambiental que, de otro modo, comprometerían la salud, el desarrollo fisiológico y la tasa de supervivencia larval (Gundersen et al., 2022). La eficiencia de un hatchery se fundamenta en la sinergia entre una infraestructura robusta, materiales inertes de fácil desinfección y protocolos operacionales estrictos que mantengan las condiciones óptimas necesarias para maximizar la productividad (Qiu et al., 2017).

En este capítulo, se explorarán los aspectos fundamentales que deben considerarse al diseñar un hatchery empezando por la definición del sistema de cultivo. La experiencia ecuatoriana, el camarón *Penaeus vannamei* es tomado como ejemplo para analizar los fundamentos técnicos de diseño de hatchery, considerando las características morfológicas y fisiológicas de la especie. Es decir que, a partir de la comprensión de los rasgos fisiológicos y morfológicos que ofrecen el camarón *Penaeus vannamei*, esta guía propone innovar sistemas de producción de larvas de la especie ejemplarizada. Adicionalmente, se espera que el estudiante visualice nuevas especies de interés comercial para el cultivo, prestando atención a los rasgos morfológicos y fisiológicos de la especie, la tecnología a emplear y generar un diseño de estructuras para el cultivo basado en los volúmenes de producción.

De acuerdo a lo indicado en el párrafo precedente, en este capítulo, se abordarán temas relacionados con el cálculo de volúmenes de agua, el análisis del desarrollo larval, consideraciones técnicas para crear estrategias de cultivo por fases, la infraestructura, y la implementación de tecnologías de monitoreo y control ambiental. Asimismo, es preciso considerar que la estabilidad microbiológica del sistema se ve profundamente afectada por la naturaleza física y el diseño de estas unidades, determinando el éxito en las fases larvarias tempranas (Lorgen-Ritchie et al., 2023).

En este sentido, la definición rigurosa de los sistemas de cultivo, junto con los métodos y técnicas a emplear, constituye la base esencial para la planificación operativa del hatchery; bajo este

marco, se evaluará la integración de sistemas de automatización avanzada para la estabilización de parámetros críticos, tales como la temperatura, salinidad, pH y dosificación de alimento, elementos determinantes para minimizar la mortalidad y maximizar el rendimiento por ciclo productivo (Alvarez-Leon et al., 2023; Hall & Frinsko, 2021; Sasikumar et al., 2024).

2.4 Sistemas de cultivo

En acuicultura, la infraestructura está fundamentalmente condicionada por la interacción de tres componentes ambientales clave: agua, suelo y aire. El agua es el medio vital donde se desarrollan los organismos y donde se se modulan los ciclos biogeoquímicos. La gestión del agua es el eje determinante de la productividad. El aire, es un elemento que está en interacción con el agua a través de las condiciones atmosféricas, e influye directamente sobre la transferencia térmica y el intercambio gaseoso, factores que limitan la tasa metabólica y el bienestar de los organismos. Por último, el suelo, especialmente en sistemas con estanques de tierra, actúa como sustrato y reservorio de nutrientes y microorganismos. Desde el enfoque central del agua, la comprensión de estos tres elementos es esencial para el diseño de ingeniería en acuicultura, ya que la magnitud de la influencia de cada factor dicta el nivel de control tecnológico requerido para garantizar la supervivencia y el crecimiento óptimo del cultivo.

Desde el enfoque de calidad ambiental, el entorno del cultivo acuícola se define por la interacción dinámica entre estos tres

elementos: aire, suelo y agua (tabla 5). Cualquier alteración en uno de estos componentes puede comprometer el equilibrio homeostático del sistema acuático, afectando directamente la estabilidad biológica de la población en cultivo. Bajo este enfoque de interdependencia ambiental, y con visión a la larvicultura de organismos acuáticos, se categorizan jerárquicamente tres sistemas de producción: abiertos, semicerrados y cerrados, según el grado de control que el diseño de ingeniería ejerce sobre dichas variables.

Tabla 5.Tipos de sistemas de cultivo propuesto por el autor desde el enfoque de la interacción con el medio ambiente

Tipo de sistema	**Características**	**Ejemplos**	**Nivel de control ambiental**
Abierto	Influenciado directamente por el ambiente externo (temperatura, pH, oxígeno).	Estanques de tierra, jaulas flotantes.	Bajo
Semicerrado	Permite cierto control sobre el entorno mediante estructuras artificiales.	Raceways, tanques con geomembranas.	Medio
Cerrado	Totalmente controlado mediante sistemas mecánicos o automatizados.	Sistemas de recirculación (RAS).	Alto

Fuente: Elaboración propia

Sistema Abierto

En los sistemas abiertos, la infraestructura de cultivo carece de barreras físicas que aíslen el entorno de cultivo del medio externo, lo que condiciona la productividad a la dinámica de la tríada agua-suelo-aire. Los parámetros fisicoquímicos, tales como temperatura, pH y disponibilidad de oxígeno, fluctúan según las condiciones atmosféricas y las características del sustrato, imposibilitando un control preciso mediante ingeniería. Esta alta susceptibilidad a factores exógenos como por ejemplo las condiciones meteorológicas y el suelo, el uso de estanques de tierra y jaulas flotantes limita la estabilidad biológica y la predictibilidad del rendimiento productivo de larvas y postlarvas, siendo este tipo de diseño una representación extrema en el espectro de sistemas para larviculrtura (Lorgen-Ritchie et al., 2023).

Sistema Semicerrado:

Los sistemas semicerrados proporcionan un control intermedio sobre las variables fisicoquímicas, mitigando parcialmente la influencia de factores exógenos. En infraestructuras, como los tanques provistos de aireación y revestidos con geomembrana o tanques de concreto, establecen una barrera física que aísla el agua del suelo natural, eliminando de esta forma su interacción con el sustrato natural. Si bien, este mecanismo de aislamiento del sustrato natural le permite una gestión más precisa de la calidad del agua y de la oxigenación en comparación con los sistemas abiertos, estos diseños aún conservan cierta exposición a las condiciones

atmosféricas, lo que limita su total capacidad de aislamiento y el control de ciertas variables ambientales que influyen en la calidad del agua. Dicha limitación de aislamiento en los sistemas semicerrados tiene implicaciones en la calidad del agua y genera la necesidad de optimizar las estrategias de gestión técnica, exigiendo un control preciso de los efectos que los parámetros atmosféricos puedan generar sobre el medio acuático. Si bien, el sistema ha logrado evacuar un efecto del suelo hacia el agua, se requiere la previsión de acciones fundamentales para mitigar la inestabilidad fisicoquímica derivada de la radiación solar, evaporación, o lluvias. El control y manejo adecuado puede permitir alcanzar niveles de producción predecibles sin recurrir a la alta inversión tecnológica que exigen los sistemas cerrados con recirculación completa.

Sistema Cerrado:

En los denominados sistemas cerrados, en coherencia con previas definiciones, la infraestructura permite un aislamiento absoluto del medio externo, eliminando la interacción directa con el suelo y las fluctuaciones de las condiciones atmosféricas, de manera especial la radiación solar, evaporación o el viento. Esta configuración facilita el control riguroso de las variables fisicoquímicas mediante sistemas automatizados, garantizando las condiciones óptimas necesarias para el desarrollo biológico (Lorgen-Ritchie et al., 2023).

Si bien los Sistemas de Recirculación en Acuicultura implican costos de inversión y operación más elevados, su capacidad para minimizar la variabilidad ambiental asegura una mayor estabilidad,

eficiencia en el cultivo y bioseguridad en todo el ciclo productivo, consolidándose como la opción tecnológica más avanzada frente a los sistemas abiertos o semicerrados (Alvarez-Leon et al., 2023; Hall & Frinsko, 2021; Sasikumar et al., 2024).

Además, al aislar el entorno de cultivo del ecosistema circundante, estos sistemas permiten operar con densidades de carga elevadas y una descarga de efluentes virtualmente nula, lo que reduce significativamente el consumo hídrico y optimiza la gestión de residuos (Cao et al., 2013; Pringle et al., 2017).

Para todos los sistemas de cultivo, la implementación de tecnologías de tratamiento avanzadas, tales como la biofiltración y la remediación química, permite la recirculación continua del agua, logrando la eliminación de compuestos nitrogenados y otros constituyentes que comprometerían la salud de las larvas (Yusoff et al., 2024).

Desde la perspectiva conceptual expuesta, los laboratorios de larvas o *hatcheries* generalmente excluyen al suelo como componente del sistema, empleando estructuras artificiales como concreto, geomembranas o fibra de vidrio. Este diseño no solo aísla el cultivo del entorno natural, sino que permite clasificar estas instalaciones en el espectro de sistemas semicerrados o, frecuentemente, cerrados, dependiendo del grado de automatización y control ejercido sobre los parámetros fisicoquímicos. Este nivel de infraestructura resulta esencial para el manejo de las diferentes fases larvarias, proporcionando la bioseguridad y estabilidad necesarias para

garantizar la supervivencia y el desarrollo óptimo de los organismos (Lorgen-Ritchie et al., 2023).

2.5 Métodos de Cultivo en Larvicultura

Históricamente, la acuicultura ha diversificado sus estrategias de cultivo mediante la adaptación de métodos a los eventos de enfermedades y epidemias y confrontando las condiciones ambientales locales. En el caso de Ecuador, la industria de larvicultura de camarón ha transitado por una evolución técnica significativa, partiendo de la implementación de metodologías clásicas como el método japonés y aprendizaje del método Galveston, cuyo refinamiento y especialización permitieron la posterior integración de sistemas más avanzados, como la tecnología de Biofloc. Este progreso metodológico responde a la necesidad crítica de optimizar el control de variables fisicoquímicas y mejorar la bioseguridad en el proceso productivo, consolidando sistemas de cultivo más eficientes y resilientes.

Método Japonés: Este enfoque se fundamenta en la utilización de hembras grávidas recolectadas del medio natural, las cuales son inducidas al desove directamente en el estanque de larvicultura donde completarán su desarrollo hasta la etapa de postlarva. Técnicamente, el proceso emplea agua de mar sometida a una filtración mecánica de aproximadamente 60 μm, la cual es fertilizada en el tanque de cultivo para fomentar el desarrollo de una comunidad diversa de microalgas que sirven como alimento primario para las larvas. Operacionalmente, este sistema se inscribe en las

instalaciones semicerradas, aprovechando el afloramiento natural de fitoplancton para reducir la dependencia de insumos externos, lo que confiere un nivel de control ambiental moderado. Debido a su simplicidad operativa y menores requerimientos de inversión, este método resulta idóneo para fases experimentales o proyectos de pequeña escala que priorizan la eficiencia de costos sobre la intensificación productiva Hudinaga y Kittaka (1975).

Método Galveston: Este enfoque constituye un avance crítico hacia sistemas de producción intensiva, fundamentado en la maximización de la bioseguridad mediante el uso de agua de mar rigurosamente filtrada y desinfectada, lo que minimiza la carga bacteriana y los riesgos asociados (Yusoff et al., 2024). A diferencia de métodos previos, el Método Galveston desacopla la producción de microalgas monoespecíficas del estanque de larvas, cultivándolas bajo condiciones controladas de asepsia antes de su suministro. Esta estrategia técnica permite un control riguroso sobre la calidad fisicoquímica del agua y la nutrición larval, garantizando una mayor estabilidad y eficiencia en el desarrollo biológico (Cao et al., 2013; Lorgen-Ritchie et al., 2023). Al reducir la variabilidad ambiental, este método resulta esencial para alcanzar los niveles de producción elevados y predecibles exigidos por los hatcheries modernos (Hall & Frinsko, 2021).

Método Biofloc: Esta estrategia técnica se fundamenta en la promoción del desarrollo de comunidades microbianas heterótrofas mediante la manipulación de la relación carbono-nitrógeno, dando lugar a la formación de agregados o "flóculos" ricos en nutrientes.

Este proceso biológico permite una biorremediación in situ de la columna de agua, transformando residuos nitrogenados tóxicos en biomasa proteica aprovechable como alimento suplementario para las larvas (Yusoff et al., 2024). Al integrar estas funciones de tratamiento y nutrición, el sistema Biofloc reduce significativamente la dependencia de recambios hídricos y el aporte de insumos externos, posicionándose como una alternativa de alta eficiencia para la acuicultura intensiva y sostenible.

2.6 Implicaciones de la biología de la especie en el diseño del sistema de cultivo

El diseño de un hatchery requiere analizar diversos factores fundamentales que impactan directamente en la eficiencia operativa del sistema. Entre ellos, la determinación de la densidad de cultivo y la delimitación de las fases productivas resultan críticas. La cantidad de organismos a producir condiciona el volumen de agua necesario en cada etapa, lo que obliga a calcular densidades óptimas para cada especie, ajustando la carga de individuos por litro para mitigar el estrés y garantizar tasas de supervivencia elevadas. Asimismo, la infraestructura de los tanques debe adaptarse a los requerimientos específicos de cada estadio de desarrollo larval, considerando las particularidades biológicas de la especie en cuestión. Por ejemplo, la selección de la geometría y las dimensiones de los tanques, junto con la configuración de la hidrodinámica del flujo de agua, deben responder a los hábitos de nado y los requerimientos de oxigenación de la especie en cada etapa de su ciclo de vida (Castejón et al., 2024).

En Ecuador, los laboratorios de producción de larvas de *Penaeus vannamei* fueron originalmente diseñados bajo esquemas que abarcaban la totalidad del desarrollo larvario y postlarvario, desde el estadio de nauplio hasta la obtención de postlarvas de 7 a 15 días de edad, previas a su transferencia a los estanques de engorde. Con el tiempo, la industria ha evolucionado hacia la implementación de sistemas bifásicos; este enfoque divide el cultivo en una primera fase de larvicultura (desde nauplio hasta PL 3-4) y una segunda fase que involucra la transferencia a tanques exteriores para completar el desarrollo hasta la edad objetivo. Este tránsito hacia la especialización por fases responde a la necesidad de optimizar el control ambiental y la bioseguridad, mejorando la eficiencia operativa. En consecuencia, la comprensión detallada de las fases de desarrollo y los tiempos de permanencia es determinante para definir con precisión el volumen de agua requerido, siendo un pilar para la planificación técnica y el dimensionamiento de la infraestructura acuícola. Adicionalmente, la densidad de siembra se erige como un factor limitante determinante, puesto que una mayor carga de individuos por unidad de volumen no solo incrementa la presión sobre los parámetros de calidad del agua y el oxígeno disuelto, sino que también exige ajustes precisos en la tasa de alimentación y la frecuencia de suministro para asegurar un rendimiento productivo óptimo (Sorroza, 2019).

2.7 Ejemplarización del sistema

Para ilustrar la importancia de identificar las características específicas de cada fase larval y alinearlas con el método y el diseño

de los espacios de cultivo, utilizaremos como ejemplo al camarón blanco *Penaeus vannamei*, analizando sus requerimientos en las distintas etapas de desarrollo.

Nauplios: En este estadio temprano, los organismos poseen un tamaño reducido y dependen exclusivamente de las reservas del saco vitelino. Dada esta condición, la geometría de los tanques debe facilitar una distribución de agua homogénea que asegure una oxigenación constante y la suspensión uniforme de las larvas en la columna de agua; este diseño es determinante para minimizar el estrés y optimizar el rendimiento productivo desde las etapas iniciales del ciclo de vida (Castejón et al., 2024).

Zoea y Mysis: Durante estos estadios, los organismos desarrollan apéndices que incrementan su capacidad de natación activa, lo que modifica sus requerimientos hidrodinámicos. En esta fase, el diseño del tanque debe garantizar una configuración de flujo que, mediante una aireación controlada, asegure la suspensión uniforme de las larvas y la disponibilidad constante de alimento en toda la columna de agua. La optimización de la turbulencia resulta crítica para prevenir la sedimentación de partículas alimenticias y reducir el gasto energético de las larvas, facilitando así una alimentación eficiente (Castejón et al., 2024).

Postlarvas: En este estadio, los organismos han consolidado su desarrollo morfológico, destacando la especialización de los apéndices natatorios y de aquellos que facilitan el desplazamiento sobre fondos y sustratos. Dada esta transición hacia hábitos de vida

más activos y demersales, el diseño de los tanques debe prever una mayor superficie útil, optimizada para facilitar el comportamiento de pastoreo. Asimismo, la hidrodinámica debe configurarse para proporcionar un flujo de agua estable, que asegure niveles de oxígeno adecuados mientras favorece la movilidad activa de los organismos en el entorno de cultivo (Castejón et al., 2024).

Las características biológicas y los requerimientos fisiológicos de cada fase de desarrollo dictan, de manera determinante, tanto los requerimientos de los materiales de construcción como la geometría y configuración de los recipientes de cultivo. Más allá de la durabilidad estructural, la selección del material es un factor crítico para garantizar la bioseguridad y la estabilidad de los parámetros fisicoquímicos del agua, recomendándose el uso de materiales inertes y resistentes a la corrosión, como la fibra de vidrio. Asimismo, un diseño técnico riguroso —que incorpore superficies lisas, contornos redondeados que eliminen ángulos muertos y una hidrodinámica optimizada— resulta esencial no solo para facilitar las labores de limpieza y mantenimiento, sino para mitigar el estrés de los organismos, minimizar el gasto energético de nado y maximizar las tasas de supervivencia durante todo el ciclo productivo.

Para ilustrar un diseño eficiente de hatchery, tomaremos como ejemplo la producción de larvas de *Penaeus vannamei*, detallando en primera instancia el tiempo de permanencia en cada fase de desarrollo.

A continuación, se presenta un esquema conceptual que ilustra el enfoque de cultivo multifase en organismos acuáticos, tomando como referencia el desarrollo ontogénico de *Penaeus vannamei*. Esta figura integra las fases biológicas con diversas alternativas de organización del cultivo, lo cual permite visualizar sus implicaciones directas en el cálculo de volúmenes, el dimensionamiento de la infraestructura y la gestión operativa del sistema propuesto en este texto.

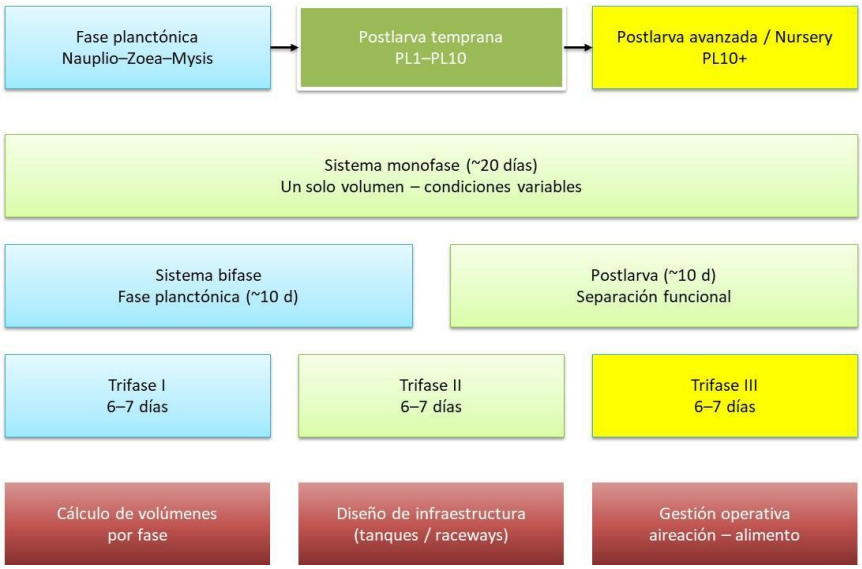


Figura 3.Diseño conceptual propuesto con fines didácticos para aplicar sistemas multifases para la larvicultura de organismos acuáticos (ej. Penaeus vannamei)

Esta figura esquematiza la organización del cultivo de organismos acuáticos en una o diversas fases, seleccionadas en función del nivel de control técnico que se desee alcanzar. Dado que cada etapa del desarrollo biológico demanda condiciones específicas de espacio,

nutrición y manejo, la segmentación del proceso permite optimizar la eficiencia operativa del sistema.

En los sistemas monofase, los organismos permanecen en una misma unidad de cultivo durante todo el periodo inicial de desarrollo, simplificando la logística, pero limitando la capacidad de adaptar el entorno a los cambios ontogénicos. Por el contrario, los sistemas bifase y trifase segmentan el cultivo en etapas sucesivas, una estrategia que permite optimizar la eficiencia volumétrica y ejercer un control ambiental más preciso. Esta especialización funcional facilita el ajuste de los parámetros del agua y las pautas de alimentación a medida que el organismo crece, permitiendo maximizar el rendimiento de la infraestructura y mejorar la bioseguridad al alinear el diseño del sistema con los requerimientos fisiológicos específicos de cada estadio. En este sentido, la implementación de modelos multifásicos permite reducir significativamente el tiempo de ocupación de los sistemas productivos y potenciar la rotación, favoreciendo así el crecimiento acelerado de los ejemplares mediante ciclos de producción más cortos (Castillo-Ochoa & Velásquez-López, 2021).

Comprender esta relación entre las fases de desarrollo y el diseño del sistema resulta fundamental para el cálculo de volúmenes, la planificación de la infraestructura y la toma de decisiones técnicas en hatcheries y precriaderos. En particular, la transición hacia sistemas de cría intensiva en estanques de pre-cría o "nurseries" ofrece una ventaja estratégica al permitir la aclimatación gradual de

las poslarvas antes de su transferencia a los sistemas de engorda final.

El ejemplo sintetiza el principio de diseño de sistemas de cultivo multifase, donde las fases ontogénicas del organismo dictan los requerimientos de dimensionamiento hidráulico y estructural. La implementación de sistemas en una, dos o tres fases no solo responde a criterios de eficiencia volumétrica y especialización funcional, sino que constituye una estrategia operativa clave que permite reducir el tiempo de permanencia en estanques, y con ello optimizar el control ambiental, y maximizar la rotación de las unidades de producción

Al alinear la infraestructura con los requerimientos fisiológicos específicos de cada estadio, se potencia tanto el crecimiento acelerado de los ejemplares como la bioseguridad del sistema, facilitando una transición técnica más efectiva hacia las etapas de engorda (Suwoyo et al., 2023).

La segmentación del cultivo permite no solo ajustar los volúmenes operativos y optimizar el uso de la infraestructura, sino también reducir la variabilidad ambiental mediante un control preciso de los parámetros fisicoquímicos y la nutrición, los cuales varían significativamente según el estadio ontogénico. Al alinear el diseño del sistema con los requerimientos fisiológicos específicos de cada fase, esta estrategia mitiga el estrés de los organismos, fortalece la bioseguridad y potencia el crecimiento acelerado, resultando determinante para maximizar la supervivencia durante las etapas

tempranas de desarrollo. Adicionalmente, el uso de sistemas multifásicos facilita la implementación de cultivos con altas densidades con un mejor manejo de las condiciones ambientales acorde a las condiciones de la especie. Hipotéticamente, se puede plantear que estas condiciones de cultivo incrementan la eficiencia productiva y la tasa de supervivencia final al actuar como mecanismo de manejo de estadios de transición críticos (Freire et al., 2020).

En larvicultura, este enfoque constituye una base conceptual estratégica para el análisis y la innovación hacia el diseño de instalaciones acuícolas modernas, fundamentadas en la optimización del control ambiental y la eficiencia hidrodinámica del sistema. Al segmentar el proceso, se logra alinear la infraestructura con los requerimientos fisiológicos específicos de cada estadio ontogénico, lo cual resulta determinante para mitigar el estrés, fortalecer la bioseguridad y maximizar la supervivencia durante las etapas críticas de desarrollo.

A partir del esquema conceptual presentado, tomando otras especies, el estudiante deberá estructurar una propuesta técnica fundamentada en los principios de optimización de la infraestructura y eficiencia operativa. Con el modelo seleccionado, el objetivo es promover la innovación en el diseño de las unidades de cultivo, integrando los conocimientos sobre los requerimientos ontogénicos y fisiológicos de la especie bajo estudio. El diseño propuesto podrá contemplar: a) un sistema monofásico, tradicionalmente empleado en los laboratorios de larvas; b) un sistema bifásico, estrategia

ampliamente adoptada por la industria al separar la larvicultura de la fase de pre-cría o "nurseries"; o c) un sistema trifásico, como alternativa para un manejo segmentado que permite ajustar las condiciones biológicas, nutricionales y a las necesidades específicas de cada estadio de desarrollo en las diferentes especies de cultivo en acuicultura. Esta técnica de manejo multifásico busca que el estudiante proponga alternativas innovadoras en la infraestructura y los protocolos de cultivo, optimizando el control ambiental, gestionando la rotación de los estanques y asegurando principios de bioseguridad del sistema. Para esta etapa, es imperativo un dominio profundo de la biología, el conocimiento de la morfología y el comportamiento fisiológico de la especie seleccionada, asegurando que el diseño del sistema mitigue el estrés y potencie la supervivencia durante las etapas críticas de desarrollo Asimismo, el diseño deberá integrar mecanismos automatizados de monitoreo y control, los cuales resultan esenciales para mantener la estabilidad de parámetros críticos como la temperatura, el oxígeno disuelto, la salinidad y el pH, reduciendo así la incidencia de variables ambientales adversas (Ruáles & Álvarez, 2011; Samaniego & Alejandro, 2019).

2.8 Fundamentación Técnica para el Diseño de Estructuras con varias Fases

El sistema monofase se desarrolla con una densidad inicial para un término a cosecha de una densidad final sujeta a supervivencia que varía entre el 50 al 90 %. Para estimar la densidad inicial en sistemas multifase, es crucial estimar el tamaño de la primera larva (tabla 6).

Esto, a su vez, influye en el volumen inicial del sistema de cultivo a desarrollar. Adicionalmente, tiene relación con el tamaño del aparato bucal de la larva, lo que facilita la estimación del tipo de alimento que se puede proporcionar en la primera etapa larvaria de un organismo acuático.

Tabla 6.Diferencias en densidades de cultivo, tamaño de larva y alimento inicial de organismos acuáticos

Nombre común	**Densidad larvaria recomendada (larvas · L^{-1})**	**Tamaño de larva inicial (mm)**	**Alimento inicial**
Camarón blanco	100 150	0.31-0.34	Microalgas + rotíferos
Tilapia del Nilo	5 10	5-10	Microdietas
Robalo	15 20	1,85-1.90	Rotíferos enriquecidos
Concha prieta	1000 2500	0.084 – 0.090	Microalgas (*Issochrysis-Chaetoceros*)

El sistema multifase intercala secuencialmente una fase de cultivo con otra y diferentes densidades que están en relación con el desarrollo de la larva y el sistema operativo a emplear. Una vez que se cumple con una fase, mediante un proceso de transferencia, el proceso de cultivo permite que los organismos sean movilizados hacia un nuevo tanque para cumplir su etapa de desarrollo posterior. Siguiendo el ejemplo propuesto, en caso de aplicar un diseño de tres fases, las larvas pasan su desarrollo de nauplio-zoea en un sistema de cultivo adaptado a sus características netamente planctónicas y sus necesidades (fase 1), luego en la etapa de mysis se acondiciona a un mecanismo adaptado a las necesidades de esta fase de desarrollo

de característica planctónica (fase 2), y finalmente culmina el periodo de cultivo en una fase final cuando se ha transformado en postlarva y cuando el organismo demuestra características bentónicas (fase 3). En este caso, el tiempo aproximado de cada fase de cultivo esta alrededor de 6-7 días, aspecto que es importante tomar en cuenta para su proyecto.

Adicionalmente, es necesario indicar que al final de cada fase los tanques cumplen con un periodo de cultivo, permitiendo que en dos a tres días se proceda a la limpieza, desinfección quedando listos para un nuevo ciclo de cultivo.

Los aspectos previamente ejemplarizados mostrando lo que ocurre en las diferentes fases de desarrollo larval del camarón blanco son aplicables a las diferentes especies de peces, crustáceos y moluscos, siendo necesario tomar en cuenta parámetros como:

- Fases de desarrollo de cada estadio larval.
- Tiempo de desarrollo de cada fase larval y postlarval.
- Comportamiento fisiológico de cada etapa de desarrollo larval y postlarval.

De acuerdo con estas características inherentes a la biología, morfología y la fisiología de la especie a cultivar, se establecen bases para plantear las estrategias de diseño de hatchery, considerando que el diseño está sujeto a un plan operativo y al manejo del cultivo de larvas y postlarvas.

Adicionalmente, el diseño de sistemas sistemas multifase tiene implicaciones en:

- El manejo de los desechos y la calidad del agua en el recipiente de cultivo.
- Optimización del consumo del agua en cada fase de desarrollo.
- La rotación del cultivo de manera permanente.
- La asepsia y bioseguridad.

El razonamiento del sistema de cultivo para crear o diseñar una estructura en la que se desarrollan los organismos es de suma importancia para garantizar un proceso eficiente y sostenible en la acuicultura. El diseño del tanque de cultivo juega un papel crucial al permitir un control preciso de las condiciones ambientales y nutricionales durante las etapas iniciales del ciclo de vida del organismo a cultivar. Esto asegura una óptima supervivencia y desarrollo de las larvas, optimizando el uso del agua y el alimento para promover el desarrollo morfológico de larvas de peces, crustáceos y moluscos en forma saludable. Además, el diseño adecuado de hatchery contribuye a maximizar la eficiencia productiva, y puede contribuir a la sostenibilidad de la acuicultura mediante técnicas de manejo eficientes, manejo de los desechos y constante aprendizaje.

2.9 Implicaciones en la seguridad

De acuerdo con lo revisado en los párrafos precedentes, el diseño adecuado de estructuras para el sostenimiento de las larvas, tiene un impacto directo en el éxito del cultivo de larvas. Bajo tales consideraciones, y en referencia a la seguridad de la producción se destacan algunos aspectos críticos:

Optimización del Espacio y Diseño del Ambiente Acuático: El diseño debe contemplar estructuras con materiales, tamaño y forma sean adecuados para optimizar las condiciones de cultivo y el crecimiento de las larvas de manera homogénea. La disposición del espacio debe permitir una circulación eficiente del agua y facilitar el acceso al dentro del ambiente de cultivo.

Manejo de la Temperatura y Humedad: La propuesta de diseño debe preveer que las condiciones ambientales sean estables. Es fundamental contar con sistemas eficientes de aireación, y calefacción para mantener la temperatura adecuada.

Facilidad de Mantenimiento y Manejo: El diseño de las estructuras debe facilitar las tareas de limpieza, evacuación de desechos, el muestreo, transferencia y la recolección de las larvas, permitiendo un manejo eficiente de todo el sistema.

Eficiencia Energética: Es importante que el diseño contemple tecnologías que favorezcan el buen manejo del agua, y que reduzcan el consumo energético, lo cual puede mejorar la sostenibilidad del cultivo.

Bioseguridad: el diseño debe abarcar sistemas dinámicos, barreras físicas y protocolos de limpieza es crucial para evitar la entrada de patógenos y plagas. Los hatcheries deben estar diseñados con áreas separadas para cada fase larvaria para minimizar el riesgo de transferencia de enfermedades.

2.10 Estimación general de los volúmenes de Agua para la cría de larvas.

Desde el enfoque analizado en la sección recedente de este capítulo, la estimación de volumen de agua para larvicultua considera tener en cuenta el diseño proyectado, y en contexto, la densidad de organismos con la que se va a alcanzar la cosecha final.

$$Volumen\ de\ Larvicultura\ (L) = \frac{Poblacion\ proyectada\ (\#ind)}{Densidad\ de\ cultivo\ proyectada\ \left(\#\frac{ind}{L}\right)}$$

Si, por ejemplo, se proyecta alcanzar a sostener una población de 50 millones de organismos, y se estima que al final del cultivo se alcanzará una densidad de larvas de 100 organismos por litro, se calcula que el volumen máximo total de larvicultura será de 500.000 litros.

Para la proyección de la población propuesta, se entiende que se ha considerado la mortalidad de los organismos durante el tiempo de cultivo. Consecuentemente, en caso de que el proyecto contemple una secuencia de fases, cada fase tendría su volumen considerando la mortalidad de los organismos.

Ejemplo de proyección, procedimiento de cálculo propuesto con fines didácticos

Objetivo: producir 50.000.000 PL por ciclo (cosecha final)

Es importante definir los supuestos para un sistema de tres fases:

Fase 1: Nauplio a Zoea (comportamiento pelágico)

Fase 2: Mysis (Comportamiento pelágico)

Fase 3: Postlarva (Comportamiento demersal)

Supervivencia por fase:

S1 = 0,75

S2 = 0,80

S3 = 0,85

Densidades objetivo (org/L):

D1 = 250 org/L

D2 = 150 org/L

D3 = 100 org/L

Factor de seguridad de volumen Factor de seguridad de volumen, como medida de la densidad de carga de los organismos en un volumen determinado se propone un factor de bioseguridad

volumétrico (Malone and Pfeiffer 2006), que asegura la supervivencia y el crecimiento de los organismos:

F=0,20 (20%)

El estudiante puede ajustar a la supervivencia y la densidad a los valores que se proyecten, a datos que se utilicen en ejercicios de clase, o a la información real del laboratorio a analizarse.

Determinación del número de organismos por fase (calculo hacia atrás)

Meta final: N=50,000,000 de Postlarvas de 10 días de edad.

El cálculo debe ser realizado siempre hacia atrás usando supervivencias:

N2 = N3/S3 = 50.000.000/ 0,85 = 58,823,529

N1= N2/S2 = 58.823.529/0,80 = 73,529,412

N0= N1/S1= 73.529.412/0,75 = 98.039.216

Con estos supuestos se concluye que se debe iniciar el ciclo con alrededor de 98.0 millones de nauplios a la siembra inicial, para cosechar 50 millones PLs.

Cálculo de volumen (V) operativo por fase

Secuencialmente es necesario realizar los cálculos de volúmenes de agua requeridos para cada fase. Esto permitirá dimensionar el laboratorio.

Vi = Ni/Di_

Fase 1

V1 = N1/D1 = 73.529.412/250 = 294,118 L

Fase 2

V2 = N2/D2 = 58.823.529/150 = 392.157 L

Fase 3

V3 = N3/D3 = 50.000.000/ 100 = 500,000 L

Aplicación de factor de seguridad (volumen de diseño)

Vi,seg = Vi (1+F)

Con F = 0.20 para cada fase

V1,seg = 294.118 × 1.2 = 352.942 L

V2,seg = 392.157 × 1.2 = 470.588 L

V3,seg = 500.000 × 1.2 = 600,000 L

Selección del tamaño de tanques (T) y número de unidades

Ejemplo de capacidades típicas:

Fase 1: tanques cónicos 10,000 L

Fase 2: tanques tipo U 20,000 L

Fase 3: tanques circulares 50,000 L

Número de tanques (con aplicación de redondeo hacia arriba por seguridad):

$$ni = \frac{Vi\ seg}{Ti}$$

Fase 1: 352,942/10,000 = 36 tanques

Fase 2: 470,588/20,000= 24 tanques

Fase 3: 600,000/50,000 = 12 tanques

A continuación, se describe una tabla que resume los datos generados de los cálculos previos y que permiten identificar el dimensionamiento del laboratorio según las fases de desarrollo pre establecidas.

Tabla 7.Plantilla de cálculo trifase para dimensionamiento de volúmenes

Parámetro	**Fase 1**	**Fase 2**	**Fase 3**	**Observación**
Estadio / fase	_____	_____	_____	Ej: Nauplio–Zoea / Mysis–PLi / PL
Supervivencia por fase (Si)	_____	_____	_____	Proporción (0–1)
Densidad (Di) (org/L)	_____	_____	_____	Definida por biología + manejo
Población al final de fase (Ni)	(N1=__)	(N2=__)	(N3=__)	Meta final
Población al inicio (hacia atrás)	N0 = N1/S1	N1= N2/S2	N2= N3/S3	Cálculo inverso

Parámetro	Fase 1	Fase 2	Fase 3	Observación
Volumen operativo (Vi=Ni/Di) (L)	_____	_____	_____	Litros requeridos en operación
Factor de seguridad (F)		Recomendado 0,10–0,30		Precaucion
Volumen de diseño Vi,seg=Vi (1+F) (L)	_____	_____	_____	Para contingencia
Tamaño tanque (Ti) (L/tanque)	_____	_____	_____	Selección por fase
Número de tanques	_____	_____	_____	Redondear hacia arriba
Factor rotación/limpieza	_____	_____	_____	>1 si aplica
Tanques instalados	_____	_____	_____	Capacidad instalada

Fuente: Elaboración Propia

Es muy importante reiterar que en los casos multifases se dimensiona de atrás hacia adelante: la meta final define todo lo anterior. consecuentemente, es importante identificar que N3 es la meta final y N0 es la siembra inicial y Di y Si son parámetros de diseño (no constantes universales): cambian por especie, sistema, bioseguridad y manejo.

2.11 Determinación del requerimiento hídrico basado en la capacidad metabólica del cultivo

El dimensionamiento de las unidades de producción en un hatchery no debe basarse únicamente en el número de organismos que se pretende cultivar, sino en la capacidad del sistema para mantener condiciones ambientales compatibles con la fisiología de la especie. A medida que las larvas crecen, aumenta su biomasa y, en

consecuencia, se incrementa el consumo de oxígeno y la excreción de productos nitrogenados, principalmente amonio (NH_4^+/NH_3), dióxido de carbono y materia orgánica disuelta. Estos compuestos tienden a acumularse en el agua hasta alcanzar concentraciones que afectan el crecimiento, la supervivencia y la respuesta inmunológica de los organismos.

Desde el punto de vista de la ingeniería de producción, el volumen de agua requerido representa la cantidad mínima necesaria para absorber la carga metabólica generada por la población sin superar el límite crítico de concentración permitido para cada metabolito. Bajo este enfoque, el requerimiento hídrico puede representarse mediante la siguiente relación conceptual:

$$Vreq = \frac{Dv\ Tc}{Clim}$$

donde:

Vreq = volumen mínimo requerido para mantener la estabilidad del sistema (L o m^3);

Db= densidad de biomasa (g L^{-1} o kg m^{-3});

Tc = tasa específica de consumo metabólico o producción de metabolitos (mg g^{-1} h^{-1});

Clim = concentración máxima admisible del metabolito considerado (mg L^{-1}).

Esta expresión indica que el volumen necesario aumenta proporcionalmente con la biomasa presente y con la intensidad metabólica de los organismos. Por el contrario, especies capaces de tolerar mayores concentraciones del metabolito crítico pueden mantenerse en menores volúmenes para una misma biomasa

Significado biológico de cada término

1. Densidad de biomasa (Db)

Representa la cantidad de biomasa contenida por unidad de volumen.

Db = Biomasa\Volumen

A diferencia de la densidad expresada como larvas·L^{-1}, la biomasa incorpora el crecimiento de los organismos.

Por ejemplo:

Para el día 1

100 larvas/L

0.3 mg/larva

Biomasa

30 mg/L

Para el día 10

100 larvas/L

8 mg/larva

Biomasa

800 mg/L

Aunque la densidad larvaria permanece constante, la biomasa aumenta aproximadamente 27 veces, modificando completamente las necesidades del sistema.

2. Tasa de consumo metabólico (Tc)

Corresponde a la velocidad con la cual la biomasa consume oxígeno y produce desechos metabólicos.

Incluye procesos como: respiración; excreción de amonio; producción de CO_2; liberación de compuestos orgánicos.

La tasa de consumo metabólico depende de: temperatura, salinidad, especie, estadio larvario,

tipo de alimento, actividad fisiológica.

Generalmente aumenta conforme crecen las larvas.

3. Concentración límite (Clim)

Es la concentración máxima del metabolito que puede tolerarse sin afectar el cultivo.

Por ejemplo:

Amonio total alrededor de 0.5–2 mg/L (dependiendo de especie, pH y temperatura)

Si NO_2 esta alrededor de 0,1 a 1 mg/L

Si CO_2 esta alrededor de 10 – 20 mg/L

El nivel de concentración de los parámetros constituye el criterio de diseño del sistema.

Interpretación de la ecuación

La ecuación expresa un principio muy sencillo: Mientras mayor sea la biomasa y su metabolismo, mayor deberá ser el volumen de agua capaz de diluir los metabolitos producidos. En consecuencia, si la biomasa se duplica, el volumen requerido también deberá duplicarse.

- Si el metabolismo aumenta por efecto de la temperatura, el sistema necesitará mayor volumen o mayor renovación de agua.
- Si la especie es muy sensible al amonio, el límite permitido será menor, por lo tanto, el volumen requerido será mayor.

La ecuación puede interpretarse como una expresión simplificada de la capacidad de carga hidráulica del sistema. Cuando $V<Vreq$, la producción metabólica supera la capacidad de dilución del tanque. Entonces comienzan a observarse: acumulación de amonio; disminución del oxígeno; aumento del CO_2; incremento de materia orgánica; proliferación bacteriana; estrés fisiológico; disminución

de supervivencia. Por el contrario, V≥Vreq permite mantener la homeostasis del sistema y conservar los parámetros de calidad del agua dentro de rangos seguros.

Relación con los sistemas multifase

Esta ecuación explica por qué los hatcheries podrían modernizarse y evolucionar hacia sistemas multifase. Conforme aumenta la biomasa, el término Db × Tc se incrementa continuamente, haciendo que el volumen requerido también crezca. En un sistema monofásico, el volumen permanece constante y la capacidad de carga se alcanza rápidamente. En cambio, los sistemas multifase redistribuyen la biomasa hacia unidades de mayor volumen en momentos estratégicos del desarrollo larvario, manteniendo el equilibrio entre producción metabólica y capacidad de dilución. Este principio constituye una de las bases de la ingeniería aplicada al diseño de hatcheries modernos y justifica la utilización de fases sucesivas con incrementos progresivos del volumen de cultivo.

¿Cuándo empieza a ser importante la biomasa?

Es importante recordar que, durante los primeros días de desarrollo, la biomasa individual es extremadamente pequeña.

Por ejemplo, en *Penaeus vannamei*:

Nauplio V podría pesar alrededor de 0.005 – 0.01 mg.

Así mismo, Zoea I, podría pesar alrededor de 0.01 - 0.03

Mysis I, alrededor de 0.05 – 0,10 mg

En estos estadios, aunque se siembren millones de larvas, la biomasa total sigue siendo relativamente baja. Sin embargo, en estas etapas existe un aspecto fisiológico critico que limita la frecuencia de encuentro con el alimento; por lo cual se requiere una distribución homogénea de microalgas; estabilidad hidráulica; turbulencia; oxigenación. Estos mecanismos compensan el débil comportamiento natatorio y espacio efectivo para alimentación. Es decir, el sistema está limitado más por la ecología funcional de la larva que por su metabolismo.

Por tanto, en larvicultura temprana casi todas las recomendaciones técnicas se expresan como larvas/L, huevos/L, nauplios/L, zoeas/L y no como: gramos/m^3. Esto ocurre porque en acuicultura se necesita controlar: probabilidad de captura de alimento, competencia por alimento, distribución espacial, supervivencia.

Por ejemplo: 100 larvas/L es una variable mucho más informativa que 0.004 g/L.

En tal sentido, la biomasa adquiere relevancia cuando el metabolismo individual comienza a aumentar rápidamente. Por ejemplo, en el camarón blanco del Pacífico, en los estadios de desarrollo a Mysis III-PL1 hasta PL5 o PL10. En peces cuando alcanza la etapa post-flexión o juveniles. En moluscos cuando llega a los estadios de desarrollo de pediveliger o semilla. Es importante señalar que, n estas etapas aparecen condiciones de consumo elevado de oxígeno; mayor producción de amonio; incremento de

CO_2; mayor producción fecal; aumento del alimento suministrado. Consecuentemente, en estos estadios de desarrollo larvales o postlarvales, la biomasa pasa a ser un excelente predictor de la carga metabólica.

2.12 Modelos de diseño

De acuerdo a lo indicado en párrafos anteriores, se establecen dos modelos distintos:

Control por densidad: en etapas de huevos, nauplios, zoeas, larvas tempranas de peces, velíger tempranos

Variable principal:

$$D = \frac{N}{V}$$

donde

N = número de larvas.

Aquí el volumen se diseña para garantizar encuentros con alimento; estabilidad hidráulica;

espacio; comportamiento normal.

Control por biomasa: en etapas de mysis avanzadas; postlarvas; juveniles.

Variable principal:

$$D = \frac{B}{V}$$

En este caso, la variable deja de ser el número de individuos y pasa a ser la carga metabólica.

Desde el punto de vista fisiológico, podemos decir que el control cambia en cuanto a la Fase I con un control ecológico basado en la alimentación, el comportamiento y la distribución espacial. Es decir que la densidad domina el control. En cambio en la Fase II el control fisiológico está basado en la respiración, la excreción, el metabolismo. Es decir que la biomasa domina el control.

En los hatcheries multifase aparece algo muy interesante que rara vez se explica en la literatura científica. Los hatcheries modernos no solamente incrementan el volumen porque las larvas "crecen". En realidad, cambian el criterio de diseño.

Al inicio o en fases tempranas de desarrollo el sistema está diseñado por densidad larvaria. Después el sistema pasa a diseñarse por biomasa metabólica. Este cambio ocurre aproximadamente cuando la biomasa comienza a crecer exponencialmente. Desde este punto de vista, en el presente texto se introduce un concepto que no suele desarrollarse explícitamente en los textos de larvicultura y que posteriormente tiene implicaciones en el diseño de estructuras para el cultivo y en la planificación del cultivo de larvas de organismos acuáticos. De esta manera estableceremos como Nivel 1 el control por densidad donde la variable de diseño: N/V con el criterio de ecología de alimentación. El nivel 2. Control mixto donde las

variables N/V y B/V confluyen simultáneamente. Y finalmente estableceremos un Nivel 3. Control por biomasa, donde la variable dominante es B/V, bajo el criterio de capacidad metabólica del sistema.

Desde el enfoque presentado, se puede concluir que no se presenta una única ecuación para todas las etapas larvarias. Se considera necesario introducir un modelo de transición del criterio de diseño. Esto explica que el parámetro de referencia cambia con el desarrollo ontogénico: en las fases iniciales el dimensionamiento está gobernado por la densidad numérica (larvas·L^{-1}) y la dinámica ecológica de la alimentación, mientras que en las fases avanzadas el control pasa progresivamente a la densidad de biomasa (g·L^{-1}) y a la capacidad del sistema para mantener la homeostasis metabólica. Este planteamiento integra biología del desarrollo, morfología larval, fisiología e ingeniería de hatcheries en un único marco conceptual y constituye un aporte didáctico que contribuya a la innovación de los sistemas de producción.

2.13 Consideraciones acerca de transferencias en el manejo de fases de desarrollo diferenciadas

Cuando se proyecta un sistema de cultivo larvario multifase, el sistema de transferencia es un aspecto que deberá contar con un diseño apropiado para la movilización de los organismos de una fase a otra. Es importante señalar que el sistema de transferencia está en función de la morfología, resistencia y fisiología del organismo a cultivar. Es decir que, aunque parezca un aspecto poco relevante, la

necesidad de plantear una estrategia de transferencia es importante a fin de que el estudiante en el proceso de aprendizaje analice tales particularidades y requerimientos y a la vez desarrolle capacidades para la innovación del sistema de cultivo.

Un sistema multifase, requiere la implementación de un sistema de transferencia idóneo y mínimamente estresante para las larvas. Por ende, el objetivo de crear un sistema de transferencias es minimizar el estrés durante la transferencia entre fases. A continuación, se exponen diversas tecnologías que podrían ser utilizadas en una transferencia:

Sistemas de Transferencia Suave: Implica el diseño de sistemas de tuberías y bombas que permita la transferencia de las larvas de un tanque a otro de manera suave y controlada, evitando golpes y cambios bruscos de corriente.

Temporización de Transferencias: Implementar un protocolo de transferencia que considere el horario adecuado según las tareas adicionales en el cultivo, reduciendo el estrés, y cuando las larvas están en una condición biológica para la movilización o transferencia.

Adaptación Gradual del flujo de agua: Antes de la transferencia, ajustar gradualmente las condiciones del agua del tanque de origen para que los parámetros de temperatura, pH, y oxígeno disuelto coincidan con las del tanque de destino, facilitando la adaptación de las larvas.

Este enfoque integral y tecnológico para el cultivo de larvas de un organismo acuático busca maximizar la supervivencia y crecimiento de las larvas en cada fase de desarrollo, optimizando las condiciones de cultivo y reduciendo el estrés durante las transferencias.

El sistema multifase debe asegurar la eficiencia operativa en los siguientes aspectos:

Influencia del Espacio en el Tanque: Considerando que la densidad de organismos en un espacio determinado que influye directamente en su crecimiento, es esencial calcular la densidad óptima para cada fase a fin de evitar el hacinamiento.

Iluminación Adecuada: La iluminación influye en el ciclo biológico de las larvas, por lo que es esencial contar con un sistema de iluminación controlada.

Mantenimiento y Limpieza de tanques liberados: La forma de los tanques (rectangular, cónica o circular) debe facilitar las tareas de manejo, limpieza y mantenimiento. La limpieza constante y la desinfección de los tanques son esenciales para prevenir enfermedades.

Calidad del Agua: Los sistemas de distribución de agua deben permitir una buena calidad de agua para mantener una circulación eficiente en el sistema de cultivo, distribuyendo los nutrientes y el oxígeno de manera uniforme. Es importante contar con filtros biológicos para descomponer desechos orgánicos. Se puede implementar un sistema de recirculación en cada una de las fases de

cultivo o en fases específicas, lo cual minimiza riesgos por problemas de calidad de agua externa y coadyuvan a un manejo sostenible del agua.

Ejercicios de Aprendizaje

De lo anteriormente indicado, el siguiente paso es describir preliminarmente el diseño de un sistema de larvicultura en el cual, desde la visión de la biología, fisiología, y la morfología larval, focaliza el tipo de tanque y la tecnología a implementar, el desarrollo de cada fase larval y la tecnología propuesta y considerando los siguientes elementos:

Volumenes necesarios: Cálculo progresivo de volúmenes por fase: (volumen inicial – volumen final)

Infraestructura requerida: Diseño de tanques, raceways o módulos según fase y duración

Estudio de caso: Investigue un hatchery en Ecuador y describa qué sistema y método utiliza, justificando su elección según la especie y el entorno.

Cálculo de volúmenes y diseño de estructuras de cultivo: Calcule los volúmenes de agua requeridos para el cultivo de larvas de su proyecto y diseñe una sección de larvicultura para una especie específica, considerando la densidad de cultivo, calidad del agua y el número de tanques necesarios para cada fase.

Oportunidad de diseño multifase: identifique las características biológicas de la especie que va a cultivar, y al analizar su morfología y fisiología defina la oportunidad de realizar un diseño de cultivo multifase.

Análisis de Eficiencia Energética: Proponga un sistema de iluminación, aireación y manejo del agua para un hatchery, evaluando su eficiencia energética, el manejo del agua y el impacto en la sostenibilidad del tipo de acuicultura empleado.

Evaluación de Materiales: Investigue los diferentes materiales utilizados en la construcción de tanques (fibra de vidrio, concreto, geomembrana) y analice sus ventajas y desventajas en términos de durabilidad, costo y facilidad de mantenimiento.

2.14 Síntesis del capítulo

El diseño de un hatchery comienza con una meta de producción y no con la selección del tamaño de los tanques. A partir del número final de organismos que se desea producir, las supervivencias permiten estimar la población necesaria en las fases precedentes; las densidades de cultivo permiten transformar esas poblaciones en volúmenes; y las características biológicas y operativas determinan cómo deben organizarse esos volúmenes dentro del sistema. De esta manera, la biología estudiada en el capítulo anterior se transforma en infraestructura y capacidad de producción.

Sin embargo, dimensionar correctamente los tanques y disponer del volumen de agua necesario no garantiza por sí solo la producción.

Una población larvaria determinada genera también una demanda de alimento que cambia con el número de organismos, su tamaño y su desarrollo. Esto conduce a la siguiente pregunta: ¿cuánto alimento necesita la población que hemos dimensionado y cómo podemos calcular esa demanda?

CAPÍTULO III

3 ESTIMACIÓN DE LA DEMANDA DE ALIMENTO VIVO PARA LARVICULTURA

3.1 ¿Por qué debe interesarle este capítulo?

Una población larvaria correctamente dimensionada solo podrá expresar su potencial de supervivencia y crecimiento si recibe el alimento apropiado, en la cantidad y frecuencia adecuadas. Durante el desarrollo larvario cambian el tamaño del organismo, su capacidad de captura, el desarrollo del aparato digestivo y sus requerimientos nutricionales; por ello, la alimentación no puede considerarse una cantidad fija durante todo el ciclo.

La gestión de la alimentación requiere transformar estas necesidades biológicas en cantidades que puedan ser calculadas y controladas. En este capítulo se abordan tres aproximaciones complementarias: por volumen de agua, por número de organismos y por biomasa, y se consideran además la alimentación exógena, la selección del método, la frecuencia y el control de la alimentación. El propósito es que la alimentación deje de ser únicamente una práctica basada en tablas o rutinas y se convierta en una variable cuantificable dentro de la planificación del cultivo.

La pregunta orientadora del capítulo es: ¿Cuánto alimento necesita la población larvaria y cómo cambia esa demanda según el número de organismos, el volumen de cultivo, la biomasa y la fase de desarrollo?

3.2 Objetivos de Aprendizaje

Al finalizar este capítulo, el estudiante será capaz de:

- Relacionar el desarrollo larvario con los cambios en el tipo, tamaño, cantidad y frecuencia del alimento requerido.
- Calcular la demanda de alimento utilizando métodos basados en el volumen de agua, número de organismos y biomasa.
- Comparar los diferentes métodos de estimación de la ración y seleccionar el más apropiado según la especie, fase de desarrollo y sistema de cultivo.
- Integrar alimento vivo y alimento exógeno dentro de una estrategia de alimentación técnicamente fundamentada.
- Evaluar y ajustar la alimentación mediante observaciones y mecanismos de control durante el cultivo.

3.3 Introducción

Cada día, millones de larvas reciben alimento en hatcheries de todo el mundo; sin embargo, en muchos casos nadie sabe con exactitud si la dosis suministrada corresponde a sus requerimientos reales. Esta brecha entre la alimentación calculada y la alimentación aplicada constituye uno de los desafíos menos visibles, pero más importantes, de la larvicultura moderna.

Durante el periodo larvario, peces, crustáceos y moluscos experimentan cambios morfológicos y fisiológicos significativos

que demandan una nutrición específica y adecuada a su fase de desarrollo. Por tanto, el manejo de la alimentación en larvicultura es determinante, ya que no solo condiciona la supervivencia de las larvas, sino también su desarrollo y la calidad final del producto. El éxito en esta etapa depende de un conocimiento profundo de los requerimientos nutricionales específicos, así como de la capacidad de adaptar las condiciones de cultivo a las necesidades de ingestión de cada taxón (Hamre et al., 2013).

La inanición en larvas y postlarvas de organismos acuáticos compromete su estado de salud y retrasa críticamente su crecimiento y desarrollo Ochoa y Velásquez-López (2023). Una alimentación deficiente o inadecuada puede derivar en altas tasas de mortalidad, crecimiento lento o malformaciones, además de propiciar una marcada heterogeneidad en el tamaño de las larvas y postlarvas. Por ello, resulta esencial determinar los requerimientos nutricionales específicos de cada especie y calibrar la dieta y dosis con precisión a medida que las larvas atraviesan sus diferentes fases de desarrollo. En este contexto, la implementación de estrategias nutricionales exitosas requiere frecuentemente la combinación de dietas vivas, como microalgas y zooplancton, con formulaciones artificiales que busquen optimizar la asimilación de nutrientes y la eficiencia alimentaria (Bermudes-Lizárraga et al., 2023; Dąbrowski, 1984).

Estrategias y enfoques para la gestión de la alimentación larvaria

La implementación de estrategias alimentarias eficaces requiere métodos cuantitativos que permitan ajustar la oferta de alimento a las necesidades biológicas de los organismos. Estos enfoques, que pueden combinarse según la especie y la fase de desarrollo, optimizan la eficiencia nutricional y facilitan el control del sistema de cultivo. Entre estas, el uso de microalgas destaca por proporcionar un aporte balanceado de proteínas, lípidos, vitaminas y minerales, además de contribuir activamente a la estabilidad de la calidad del agua en las unidades de cultivo (Hashmi et al., 2023). No obstante, la transición hacia dietas inertes o microencapsuladas representa un desafío técnico, dado que el desarrollo del tracto digestivo limita inicialmente la capacidad de procesar nutrientes complejos (Rivera & Botero, 2009). Para sortear estas limitaciones, la adopción de protocolos de co-alimentación permite una transición gradual y controlada hacia el uso de dietas inertes, manteniendo simultáneamente el suministro de alimento vivo esencial para asegurar un desarrollo fisiológico óptimo durante las etapas críticas de crecimiento (Hashmi et al., 2023; Rivera & Botero, 2009).

Para efectos de la planificación del cultivo, la determinación de la dosis de alimentación requerida —ajustada según la especie y la etapa de desarrollo— se puede llevar a cabo mediante los tres métodos operativos siguientes:

- Volumétrico (por volumen de agua / concentración). Se expresa como densidad de alimento en el medio acuático (p. ej., cel/mL; presas/L)

- Por número de organismos (capacidad de consumo / presas por larva y tiempo). Basado en tasa de consumo (TC).

- Por biomasa (alimento como % del peso vivo o alometría). Requiere estimar biomasa del lote y/o peso individual

Desde el punto de vista operativo, la gestión de la alimentación larvaria puede abordarse mediante tres enfoques cuantitativos principales, los cuales no son excluyentes y pueden combinarse según la especie, la fase de desarrollo y el nivel de control del sistema. Las técnicas son aplicables tanto para el manejo de alimento natural como alimento exógeno, con algunas consideraciones esenciales según el caso.

3.4 Por Volumen de Agua

El método por volumen de agua consiste en suministrar el alimento calculado mediante su dilución en un volumen determinado; es decir, en forma líquida, expresando una relación volumen/volumen. Este método volumétrico se emplea tanto para fitoplancton como para presas vivas. Esta técnica facilita una distribución uniforme en el tanque, permitiendo que la concentración de partículas sea accesible para las larvas que poseen una movilidad limitada (Cahu & Zambonino-Infante, 2001).

La relación volumen/volumen constituye una forma común de cuantificar el alimento suministrado a los organismos acuáticos, especialmente en la alimentación larvaria. Al utilizar microalgas, esta relación determina la concentración de células aportadas en un

volumen de agua específico, expresada habitualmente en células por mililitro o por litro. En términos operativos, este método volumétrico se traduce como la densidad de partículas —ya sean microalgas o presas vivas— presentes en el medio de cultivo. Por ejemplo, en el cultivo de larvas de moluscos, se han documentado protocolos que ajustan la dosis de dietas bialgales incrementando gradualmente la concentración celular, desde 25.000 hasta 70.000 células/mL, en función del avance hacia estadios pediveliger (Pesantes et al., 2020).

La implementación eficaz del método de alimentación por volumen requiere una cuidadosa calibración para garantizar el suministro adecuado sin comprometer la calidad del entorno. Al establecer la relación volumen/volumen, es imperativo considerar las siguientes variables:

La concentración de microalgas o células totales debe calcularse con precisión para cubrir los requerimientos nutricionales específicos de los organismos en cada fase de desarrollo.

La relación volumen/volumen requiere un ajuste dinámico, adaptándose a las necesidades biológicas propias de la especie y a la etapa de cultivo en curso.

El suministro debe equilibrarse para satisfacer las demandas metabólicas sin exceder los niveles que comprometan la calidad del agua o aumenten el riesgo de deterioro ambiental por exceso de carga orgánica.

Es indispensable realizar un monitoreo constante de los parámetros físico-químicos del agua para prevenir variaciones bruscas que puedan afectar la salud y supervivencia de los organismos en cultivo.

A continuación, se presentan ejemplos prácticos de la aplicación de la relación volumen/volumen en la alimentación de larvas de organismos acuáticos:

Suministro de 10.000 células·mL^{-1} de microalgas en un volumen de 100 litros.

Suministro de 50.000 células·mL^{-1} de microalgas en un volumen de 500 litros.

Generalmente, la relación volumen/volumen se emplea como una estrategia eficaz para asegurar que los organismos en cultivo reciban una ración adecuada de alimento, manteniendo simultáneamente la calidad del agua dentro de los parámetros óptimos. Diversos estudios han demostrado que esta estrategia garantiza una mayor disponibilidad de alimento frente a los métodos basados exclusivamente en la biomasa larvaria, dado que estos últimos restringen la cantidad de partículas disponibles según la densidad de la población, lo cual puede limitar la ingesta necesaria para maximizar la supervivencia durante las etapas tempranas del desarrollo (Janah et al., 2024). No obstante, este enfoque puede conllevar riesgos operativos si no se gestiona con precisión, pues al basarse en la densidad del medio y no directamente en la demanda biológica de la biomasa total, existe el peligro de sobrealimentación. Esto puede incrementar innecesariamente la carga orgánica en el

sistema, comprometiendo la calidad del agua y aumentando el riesgo de deterioro ambiental por exceso de nutrientes no consumidos (Hashmi et al., 2023). Para mitigar estos riesgos, es fundamental implementar sistemas de recambio de agua periódicos, los cuales permiten eliminar el excedente de materia orgánica y asegurar un entorno propicio para el desarrollo larvario (Kheder et al., 2010).

La relación volumen/volumen constituye una estrategia dinámica que requiere ajustes precisos según la especie, el estadio ontogénico, la calidad del agua y la disponibilidad de alimento. Este método optimiza la interacción entre el organismo y su recurso alimenticio al garantizar una densidad constante de partículas en el medio acuático, lo que minimiza el costo energético asociado a la búsqueda y captura de presas, un aspecto fundamental para larvas que emplean mecanismos de filtración pasiva. Bajo este enfoque, la dinámica de ingestión se alinea con los principios de coeficiente de captura descritos por Riisgård y Larsen, permitiendo modelar la tasa de alimentación mediante funciones de respuesta que explican la saturación de la ingestión en función de la densidad de partículas disponible. Sin embargo, es crucial ajustar estas concentraciones considerando que el punto de saturación puede variar significativamente entre especies, con umbrales documentados desde 10-40 células μl^{-1} hasta concentraciones superiores a 200 células μl^{-1} según la microalga suministrada (Rico-Villa et al., 2008). Asimismo, la integración de sistemas de flujo continuo permite mantener estas concentraciones óptimas con mayor estabilidad, facilitando un recambio constante del agua que previene la degradación del medio y asegura que las tasas de encuentro de

partículas sean suficientes para el crecimiento larval. Esta estabilidad es crucial para los organismos filtradores, cuyos mecanismos de captura han sido validados mediante estudios de mecánica de fluidos que fundamentan la aplicabilidad de los modelos de Riisgård y Larsen en la retención de partículas suspendidas (Riisgård & Larsen, 2010).

Tabla 8.Expresiones para el cálculo de tasa de consumo de organismos acuáticos, método volumétrico.

Simbolo	**Nombre y significado**	**Ejemplo con presa (artemia)**
I	Cuantas presas come un depredador / Tasa de ingestión: presas consumidas por tiempo	Nauplios / larva / hora
Imax	Lo máximo que puede consumir cuando hay comida infinita. Limitado por digestión.	200 nauplios / larva / hora
D	Numero de presas o comida disponible	Nauplios / ml
Ks	Ración total de presas que debe suministrarse en un periodo determinado. La densidad de presas a la cual I = Imax/2. Mide que tan hambriento es	Si Ks=10 con 10 nauplios/ mL come a la mitad de su capacidad

Fuente: Elaboración propia

Este enfoque garantiza una densidad celular homogénea, lo cual minimiza el costo energético de la alimentación en larvas filtradoras. Expresando la concentración en células·mL^{-1}, la tasa de ingestión puede modelarse en función de la densidad mediante una curva de

saturación tipo Holling II (Brachvogel et al. 2013: Holling 1965): La función matemática de Holling describe cómo la ingestión aumenta linealmente a bajas densidades alimentarias antes de alcanzar un valor asintótico, donde la capacidad de procesamiento de la larva se vuelve el factor limitante (Rico-Villa et al., 2008). Para determinar con precisión este umbral, es necesario identificar el punto donde la filtración deja de ser proporcional a la disponibilidad de partículas y se ajusta a la capacidad de ingestión mecánica del organismo (MacKenzie et al., 1990; Sprung, 1984).

$$I = \frac{Imax \,.\, D}{Ks + D}$$

Esta ecuación describe una respuesta funcional en la que la tasa de ingestión aumenta conforme se incrementa la densidad de presas, hasta alcanzar un estado de saturación fisiológica. La fórmula es útil para alimentar adecuadamente sin ensuciar el tanque, pero tampoco matar a las larvas de hambre.

Ejemplo: Si larvas de camarón Z3: Imax = 150 nauplios/h y Ks = 15 nauplios /ml

Entonces si se coloca 30 nauplios / ml

$$I = \frac{150 \,.\, 30}{15 + 30}$$

I = 100 nauplios /h

Osea que ya está el 66% de su capacidad. Poner 100 nauplios/ mL sería demasiado.

Este modelo permite estimar las tasas de ingestión a diversas cantidades de alimento, facilitando así el ajuste de los requerimientos alimentarios en sistemas de cultivo (hatchery), el análisis del efecto de las dosis de alimento sobre la supervivencia y la tasa de crecimiento.

Además, la modelación de estos parámetros permite integrar la dinámica de reservas energéticas y el volumen corporal estructural, proporcionando una visión holística del presupuesto energético del organismo durante su desarrollo (Rico-Villa et al., 2010).

Caso práctico: Estimación de la tasa de ingestión de microalgas en larvas de bivalvos.

Datos para el ejercicio

Para ilustrar la aplicación de este modelo, consideremos los siguientes valores:

- $I_{max}=0.80 ng\ C \cdot larva^{-1} \cdot h^{-1}$ (tasa máxima de ingestión observada en condiciones de saturación)
- $K_s=50.000 células \cdot mL^{-1}$ (densidad de semisaturación: la ingestión alcanza el 50% de Imax)
- $D=30.000 células \cdot mL^{-1}$ (densidad celular mantenida homogénea en el tanque)
- Tasa máxima de ingestión: 0,80 ng C /larva-1
- Constante de media saturación: 50.000 célula\tmL-1

- Densidad de presas: 30.000 células\mL-1.

Al aplicar la ecuación con estos parámetros, la tasa de ingestión calculada resulta en 0,30 ng C/larva-1/h-1, valor que puede integrarse en modelos de balance energético dinámico para predecir el crecimiento del volumen corporal estructural en función de la superficie corporal (Barillé et al., 2011; Pouvreau et al., 2006).

Estos valores son coherentes con la fisiología de las larvas filtradoras de bivalvos, donde la tasa de ingestión, al depender de la densidad de partículas, sigue una curva de saturación tipo Holling II, conforme a lo establecido en la literatura sobre captación y rendimiento larval.

Desarrollo del ejercicio:

$$I = \frac{0.80 \ . 30{,}000}{50.000 + 30.000}$$

Por consiguiente, la tasa de ingestión estimada para una densidad de 30.000 células·mL^{-1} es de 0,30 ng C·$larva^{-1}$·h^{-1}.

Cabe notar que, en este cálculo, el contenido de carbono (C) por célula es variable y depende de la especie de microalga utilizada (tabla 9). Considerando que el contenido de carbono por célula es un factor crítico en el balance energético, la estimación precisa de la tasa de ingestión debe integrar la eficiencia de asimilación específica para cada dieta (Bourlès et al., 2009).

Tabla 9.Nivel de C de tres especies de microalgas.

Microalga	**C por célula (aprox.)**
Isochrysis galbana	10–20 pg C/célula
Chaetoceros muelleri	30–60 pg C/célula
Tetraselmis suecica	40–80 pg C/célula

Fuente: Elaboración propia

Si cada célula aporta 0,020 ng C, entonces:

$$I = \frac{0,3}{0,02}$$

A partir de este cálculo, se estima que la larva ingiere aproximadamente 15 células por hora. Es importante señalar que este valor es ilustrativo, pues la cifra real está supeditada al contenido de carbono por célula de la microalga empleada.

Para larvas filtradoras, el volumen filtrado no constituye un proceso pasivo, sino una actividad metabólicamente costosa regulada por la densidad de partículas y el estado fisiológico del organismo. Este mecanismo, fundamental en la ecofisiología de invertebrados marinos, se cuantifica mediante la tasa de aclaramiento (clearance rate), la cual integra la eficiencia de captura y la capacidad de procesamiento de alimento bajo diversas condiciones ambientales (Sprung, 1984). La tasa de aclaramiento (clearance rate), se define como el volumen de agua del cual se eliminan las partículas por unidad de tiempo.

Para ilustrar este cálculo, consideremos un volumen filtrado típico: La tasa de aclaramiento se determina monitoreando la disminución

de la concentración de microalgas en un volumen determinado durante un tiempo definido, ajustando los valores por el número de larvas y el peso seco individual (Hu et al., 2017; Sprung 1984; Patel et al., 2024).

Por ejemplo, un volumen filtrado de 0,5 $mL \cdot larva^{-1} \cdot h^{-1}$.

Por consiguiente, el cálculo se realiza como sigue:

$$I = \frac{0{,}315\ cel}{0{,}5\ ml}$$

La remoción equivalente es de 30 $células \cdot mL^{-1} \cdot h^{-1}$.

Ejemplo 2: Aplicación de la ecuación en larvas de tilapia del Nilo: A diferencia de los bivalvos, la tasa de ingestión está limitada por la apertura bucal y la capacidad sensorial de detección de presas vivas. En este estadio, la eficiencia de captura no solo depende de la densidad de presas, sino de la coordinación motriz necesaria para ejecutar ataques precisos en un medio fluido altamente dinámico.

- Si Imax = 180 $rotíferos \cdot larva^{-1} \cdot h^{-1}$
- Ks = 1,2×105 $rotíferos \cdot L^{-1}$
- A una densidad de presas D = $2{,}0 \times 10^5$ $rotíferos \cdot L^{-1}$

Se obtiene que I = $(180 \times 2{,}0 \times 10^5) / (1{,}2 \times 10^5 + 2{,}0 \times 10^5)$

113 $rotíferos.larva^{-1}.h^{-1}$

$$I = \frac{180 \times 2{,}0 \times 100.000}{1{,}2 \times 105 + 2{,}0 \times 105} = 113$$

Este cálculo determina la tasa de ingestión horaria mediante una respuesta funcional tipo II, permitiendo calibrar la densidad de presas para optimizar la eficiencia nutricional. Este enfoque es fundamental en los modelos de balance energético dinámico, donde la tasa de ingestión se define como una función no lineal de la densidad alimentaria, limitada por la capacidad de procesamiento del organismo (Barillé et al., 2011; Bourlès et al., 2009). Bajo este marco teórico, la modelización integra mecanismos de captura y tasas de aclaramiento, permitiendo predecir el crecimiento estructural en función de la disponibilidad real de partículas y el estado fisiológico de la larva (Sprung, 1984).

3.5 Por número de organismos

El método de alimentación basado en el número de organismos se denomina «tasa de consumo» o «tasa de depredación». Este enfoque permite determinar la cantidad de presas que una larva o postlarva —actuando como depredador— puede consumir en un periodo de tiempo determinado. En este sentido, la tasa de ingestión tiende a incrementarse conforme aumentan tanto el peso del organismo como la disponibilidad de alimento. No obstante, es preciso considerar que en este modelo el tiempo de manipulación de la presa impone una limitación física que restringe la tasa de consumo máxima, independientemente de cualquier incremento adicional en la densidad del alimento (Almeda et al., 2018; Deslauriers et al., 2017). Esta restricción temporal, intrínseca al comportamiento de captura,

se modela mediante la constante de media saturación, la cual refleja la eficiencia de búsqueda y la capacidad operativa del depredador ante diversas abundancias de presas (Sibly et al., 2012).

Tabla 10.Expresiones para el cálculo de tasa de consumo de organismos acuáticos, método número de organismos y biomasa a alimentar.

Símbolo	**Significado**	**Unidades**
R	Ración diaria total de presas que debe suministrarse en un periodo determinado, ej 1 dia	presas · día⁻
Peso Promedio	Eso individual promedio	mg, g,
N	Número de larvas	Nro.
TC	Tasa de consumo	% del peso corporal

Fuente: Elaboración propia

La tasa de consumo puede determinarse a partir de la capacidad de ingestión del organismo, empleando la siguiente expresión:

$$TC = \frac{Nro\ de\ individuos\ ofrecidos - Número\ de\ individuos\ no\ consumidos}{Numero\ de\ larvas\ x\ tiempo}$$

La tasa de consumo se establece como un parámetro crítico en la larvicultura, funcionando como un indicador operacional clave para la optimización de la oferta alimentaria y el ajuste preciso de los requerimientos nutricionales. Su cuantificación rigurosa es fundamental no solo para satisfacer las demandas fisiológicas de los organismos, sino también para prevenir el sobreabastecimiento,

mitigando así el deterioro de la calidad del agua por acumulación de residuos orgánicos y compuestos nitrogenados. Asimismo, para evaluar el éxito de estos regímenes de alimentación en etapas tempranas, es posible calcular tasas de supervivencia y coeficientes de mortalidad diaria mediante la relación entre la población inicial y los organismos recuperados al finalizar el ciclo de cultivo (Aviz et al., 2018).

La tasa de consumo en sistemas de producción se basa en el conocimiento preciso de la población existente en el tanque de cultivo. Para ello, es necesario determinar con exactitud la cantidad de larvas y suministrar la ración de alimento vivo estimando tanto el número como el peso de las presas, permitiendo así evaluar su capacidad de consumo. Una definición imprecisa de la población, tanto de larvas como de presas, puede inducir errores en el suministro de alimento, con consecuencias desfavorables para el cultivo. Para mitigar estas discrepancias, es imperativo realizar biometrías periódicas que permitan ajustar la ración alimenticia según el incremento en la biomasa poblacional y la tasa de ingestión observada (Malta, 2010; Rodríguez & Trelles, 2023).

$$TC = \frac{biomasa\ inicial - biomasa\ final}{larvas\ x\ tiempo}$$

La disponibilidad de valores numéricos estandarizados sobre las tasas de consumo de organismos presa en etapas larvales de crustáceos (como P. vannamei), peces y moluscos es todavía limitada. Esta carencia de datos empíricos precisos constituye una barrera técnica crítica para la calibración exacta de los modelos de

balance energético y la optimización de los regímenes de alimentación, lo que representa una amplia y necesaria oportunidad de investigación para mejorar la eficiencia productiva en la larvicultura.

Para determinar el consumo diario de rotíferos en estadios larvales, es posible llevar a cabo experimentos u observaciones que permitan cuantificar la tasa de ingesta del organismo bajo condiciones de cultivo.

La estimación precisa del número de presas ingeridas por larva es determinante para minimizar la variabilidad individual en el crecimiento, facilitando una mayor homogeneidad en el desarrollo de la cohorte. Este ajuste fino de la tasa de consumo no solo permite satisfacer las demandas metabólicas específicas, optimizando el coeficiente de conversión alimenticia, sino que constituye una estrategia de control de costos esencial. En sistemas intensivos como la larvicultura, una cuantificación poblacional rigurosa —con un margen de error inferior al 5%— resulta indispensable para prevenir la subalimentación o el sobreabastecimiento; esto no solo mitiga el deterioro de la calidad del agua por acumulación de residuos orgánicos y compuestos nitrogenados, sino que asegura la coherencia operativa entre la práctica de alimentación y las proyecciones teóricas derivadas de los modelos de balance energético dinámico.

Cuando se investiga con dietas artificiales, es necesario ajustar la fórmula de consumo reemplazando el conteo de individuos por la

cuantificación gravimétrica (gramos de alimento ofrecido). Asimismo, los modelos de cálculo son versátiles, permitiendo evaluar la tasa de ingestión tanto a nivel del organismo individual como de la población completa, ajustando las variables según los requerimientos específicos del estudio y la resolución de los datos obtenidos.

Históricamente, la estimación de la tasa de consumo se basaba en la teoría funcional de Fujiya y el método de vaciado gástrico, asumiendo que la velocidad de evacuación estomacal es equivalente a la tasa de ingestión. Sin embargo, este enfoque simplista resulta insuficiente frente a la complejidad biológica de los sistemas de larvicultura intensivos. Los modelos contemporáneos, en cambio, integran la respuesta funcional del depredador —típicamente modelada como Tipo II de Holling—, la cual incorpora la limitación física impuesta por el tiempo de manipulación de la presa (Deslauriers et al., 2017; Sibly et al., 2012). Esta perspectiva se complementa con la influencia de factores ontogénicos y ambientales, como la temperatura y la calidad del agua, que modulan significativamente la capacidad de ingesta y los tiempos de vaciado gástrico (Rønnestad et al., 2013; Wuenschel & Werner, 2004). Asimismo, la práctica moderna demanda un ajuste preciso basado en biometrías periódicas y la biomasa poblacional, elementos críticos para optimizar la ración suministrada, reducir la variabilidad en el crecimiento y mitigar el impacto ambiental derivado del sobreabastecimiento (Barbosa et al., 2011; Malta, 2010). En este sentido, la implementación de modelos de Presupuesto Energético Dinámico permite predecir con mayor exactitud la energía destinada

a procesos metabólicos, utilizando variables como la densidad alimentaria y la temperatura del agua para ajustar el suministro según las demandas reales del desarrollo larvario (He et al., 2025), (Sarà et al., 2018).

La determinación de la tasa de consumo implica los siguientes pasos:

- Seleccionar un lote representativo de larvas de peces de la misma especie, asegurando homogeneidad en el estadio de desarrollo y tamaño.
- Suministrar a las larvas una cantidad conocida de rotíferos.
- Cuantificar la cantidad de rotíferos ingeridos por las larvas durante un intervalo de tiempo definido.
- Realizar diversas réplicas del procedimiento para obtener una tasa de consumo promedio.
- Estimar la tasa de consumo diaria multiplicando la tasa de ingesta horaria por el número de horas de alimentación efectivas durante el día.
- La tasa de consumo fluctúa en función de diversos factores, entre los cuales destacan:

Factores intrínsecos del organismo, tales como la especie, el estadio de desarrollo larval y el tamaño de la larva o postlarva.

Esto se refiere a la necesidad de considerar la variabilidad intrínseca en los tiempos de desarrollo larval según el organismo, dado que la ontogenia implica cambios morfológicos y fisiológicos que modulan la capacidad de consumo y los requerimientos energéticos a lo largo de las distintas etapas del ciclo de vida (Rønnestad et al., 2013; Wuenschel & Werner, 2004).

Características de la presa, específicamente su especie y tamaño.- Como por ejemplo, imperativo evaluar si la presa es apropiada al estadio de desarrollo para evitar la competencia con el espacio y alimento destinado a las larvas objeto de cultivo, tal como se observa cuando se evitaa el suministro de *Artemia salina viva* en los primeros estadios larvales del camarón, puesto que su presencia podría ser de competitividad en espacio e intervenir en la ingestión de microalgas, esencial el mantenimiento y supervivencia de las larvas (DeMicco, 2000).

Dinámica del alimento, referente a su disponibilidad en el sistema. Adicionalmente, las propiedades organolépticas, la flotabilidad y la detectabilidad de las partículas alimenticias juegan un rol crucial en la captura y posterior ingestión efectiva (Rønnestad et al., 2013).

Parámetros ambientales, destacando la calidad y temperatura del agua. Por ejemplo, el incremento en la temperatura del agua reduce los tiempos de evacuación gástrica, lo que acelera el ritmo de consumo máximo al acortar el periodo necesario para procesar cada ración (Wuenschel & Werner, 2004).

Algunos ejemplos de expresión de tasas de consumo son:

Un pez de la especie X consume 100 rotíferos por hora.

Un pez de la especie Y consume 500 rotíferos por día.

Una postlarva de camarón blanco consume 10 nauplios de artemia por hora.

3.6 Por la Biomasa Estimada

La estrategia de alimentación basada en biomasa establece una relación proporcional entre la masa del alimento y el peso húmedo de la población larvaria. Su aplicación requiere una estimación precisa de la biomasa del lote y, especialmente en sistemas de alimento vivo, del peso promedio individual de la presa. Este enfoque permite optimizar la tasa alimentaria ajustando la ración diaria según el crecimiento, lo cual reduce el desperdicio y los costos operativos (Barbosa et al., 2011).

Este método es más apropiado en fases avanzadas, cuando la estimación de peso individual o biomasa del lote es más precisa. En estadios tempranos, donde el tubo digestivo es limitado y las tasas metabólicas son elevadas, se recomienda una mayor frecuencia de suministro para compensar la baja capacidad de almacenamiento, ajustando la ración según la respuesta de saciedad observada (Mendoza et al., 2023).

Ejemplo: Si asumimos el $10\,\%\,\mathrm{PV}\cdot\mathrm{día}^{-1}$ en un tanque con 1000 larvas (0,1 g peso promedio) da un total de 100 g de dieta húmeda. Para optimizar la precisión del cálculo, es esencial realizar monitoreos biométricos periódicos mediante el uso de balanzas de

alta sensibilidad, ajustando el porcentaje de ración a suministrar conforme al incremento en la talla y peso de los individuos (Claudett et al., 2022).

En el ámbito de la acuicultura, es una práctica común expresar la cantidad de alimento proporcionado en términos de peso vivo por unidad de volumen de agua, empleando unidades como gramos por litro o kilogramos por metro cúbico. Bajo este contexto, el entendimiento de la relación masa/volumen resulta esencial, dado que dicha variable condiciona la disponibilidad de alimento para las larvas y la calidad del agua en el sistema de cultivo.

La determinación de la relación masa/volumen es fundamental para estandarizar la oferta alimentaria, permitiendo equilibrar con precisión la carga nutricional según la biomasa larvaria y la capacidad de carga del sistema de cultivo. A continuación, se presenta una guía operativa para su cálculo:

Consideremos un escenario en el que se alojan 1000 larvas de peces en un tanque con 100 litros de agua.

- Supongamos que se desea suministrar un alimento con un 50% de contenido proteico y una densidad de 1,2 g/mL.

- La cantidad de alimento requerido para las larvas se calcula en función de su peso vivo y la relación masa/volumen deseado.

Por ejemplo, al aplicar una ración equivalente al 10% del peso vivo, con un peso promedio individual de 0,1 g por larva, el cálculo se desarrolla así:

Biomasa total = 1000 larvas × 0,1 g/larva = 100 g

En consecuencia, la ración diaria necesaria asciende a 10 g de alimento balanceado, ajustando la tasa de alimentación al 5–10% del peso corporal total según las recomendaciones de mantenimiento estándar (Manam, 2023).

Dicho cálculo permite además establecer una tasa de conversión alimenticia precisa, un índice crítico para evaluar la eficiencia nutricional y minimizar los costos operativos derivados del desperdicio de alimento (Rossi et al., 2021).

La optimización de la relación masa/volumen es fundamental, ya que esta varía significativamente según la especie, su estadio de desarrollo y las condiciones ambientales del sistema de cultivo. Factores como la temperatura del agua influyen directamente en los tiempos de evacuación gástrica y el ritmo de consumo (Wuenschel & Werner, 2004), mientras que el desarrollo ontogénico del sistema digestivo impone limitaciones fisiológicas que determinan la capacidad de absorción de nutrientes (Rønnestad et al., 2013). Por tanto, es imperativo realizar un monitoreo constante, apoyado en el seguimiento biométrico del crecimiento poblacional, para ajustar la oferta alimentaria. Este control riguroso no solo garantiza que las larvas satisfagan sus requerimientos nutricionales metabólicos (Mendoza et al., 2023), sino que también previene el desperdicio,

reduce costos operativos y minimiza el impacto sobre la calidad del agua (Rossi et al., 2021).

3.7 Consideraciones para la gestión del alimento exógeno

Fundamentos de formulación y requerimientos nutricionales: En la fase de transición hacia dietas formuladas, es imperativo seleccionar insumos con granulometría adaptada al desarrollo ontogénico de las larvas, priorizando altos niveles de proteína bruta para satisfacer las elevadas tasas metabólicas del estadio (Barros et al., 2020).

Composición nutricional optimizada: Es fundamental garantizar un perfil equilibrado que incluya proteína digestible, ácidos grasos altamente insaturados, fosfolípidos, colesterol, así como vitaminas y minerales quelatados. - Ajuste de granulometría y digestibilidad: Se debe seleccionar un rango de tamaño de partícula (por ejemplo, de 360 µm a 1,5 mm) alineado estrictamente con el desarrollo de la cavidad bucal para maximizar la ingesta y evitar el desperdicio (Álvarez-González et al., 2022).

Densidad energética y digestibilidad: El alimento debe proporcionar una alta densidad energética, evitando la inclusión excesiva de carbohidratos de baja digestibilidad que puedan comprometer la calidad del agua. - Estrategias de destete: La transición gradual del alimento vivo a microdietas inertes debe acompañarse de evaluaciones en la homeostasis energética para asegurar una adaptación morfológica eficiente y mitigar posibles desequilibrios metabólicos (Hernández-Montiel et al., 2025).

Tecnología de protección de nutrientes: La implementación de técnicas de microencapsulación o recubrimiento (microcoating) resulta esencial para proteger los nutrientes lábiles, como los HUFA, frente a la lixiviación y asegurar una liberación gradual en la columna de agua. Además, es crucial considerar que las larvas presentan una capacidad limitada para absorber nutrientes de alto peso molecular durante sus etapas tempranas, por lo que las formulaciones deben integrar principios de actividad enzimática y biocompatibilidad para compensar la inmadurez de su tracto digestivo (Uriarte et al., 2018). En este sentido, el empleo de estrategias de co-alimentación permite una sustitución paulatina de las presas vivas, mitigando los posibles déficits nutricionales que la administración exclusiva de dietas inertes podría inducir en los estadios larvales tempranos (Rodrigáñez et al., 2018). Asimismo, la modulación de las enzimas digestivas durante este periodo de transición es crítica, dado que la eficacia en la asimilación de nutrientes depende intrínsecamente de la capacidad metabólica que el organismo desarrolla para procesar las dietas compuestas (Zambonino-Infante & Cahu, 2007).

3.8 Potencial de reemplazo alimento vivo a exógeno y limitaciones según la especie

En la larvicultura de peces marinos se presenta un elevado potencial de reemplazo, siempre que el diseño de las partículas y los agentes palatables sea óptimo. No obstante, el éxito en la sustitución total sigue siendo complejo debido a las limitaciones en el conocimiento

de sus necesidades nutricionales específicas y la respuesta fisiológica frente a las dietas formuladas (Melaku et al., 2024).

En la larvicultura de crustáceos peneidos, se recomienda una sustitución progresiva durante los estadios de Mysis y postlarva, manteniendo preferiblemente una fracción de alimento vivo durante las fases críticas del desarrollo.

En la larvicultura de moluscos bivalvos la sustitución de microalgas vivas enfrenta barreras biológicas considerables, destacando que el uso de bacterias o levaduras resulta insuficiente tanto por su bajo aporte nutricional como por el riesgo de patogenicidad inherente a su proliferación en los tanques de cultivo (Robert & Trintignac, 1997). Ante este desafío, la implementación de dietas microencapsuladas surge como una alternativa prometedora, diseñada para entregar nutrientes específicos dentro de una cápsula digerible que reduce la dependencia del fitoplancton vivo (Willer & Aldridge, 2019). Además, la incorporación de ingredientes funcionales como la harina de *Spirulina subsalsa* en dietas para postlarvas de *Penaeus vannamei* ha demostrado mantener un desempeño zootécnico aceptable al sustituir parcialmente fuentes comerciales, evidenciando que la diversificación proteica es una estrategia viable para optimizar costos sin comprometer el crecimiento (Licet et al., 2024). El alimento en base a microalgas es la base y el diseño de dietas compuestas de microalgas como *Arthrospira platensis* o especies del género Chlorella ha ganado relevancia debido a su perfil equilibrado de aminoácidos esenciales y ácidos grasos (Borowitzka et al., 2021; Torres, 2017).

Tabla 11.Expresiones para el cálculo de consumo de alimento exógeno en larvas de organismos acuáticos

Símbolo	Significado	Unidades habituales	Origen/justificación científica
R	Ración diaria de alimento seco que se suministra al lote	g día^{-1} (o g kg^{-1} PV día^{-1} si se expresa por kg de biomasa)	Corresponde al flujo de energía/nutrientes requerido para cubrir el metabolismo de mantenimiento + crecimiento.
A	Coeficiente empírico de normalización	g día^{-1} cuando PV = 1 g	Se obtiene por regresión no lineal de ensayos de alimentación. Refleja la calidad de la dieta y la eficiencia de ingestión.
B	Exponente alométrico	Adimensional	
W	Peso o biomasa del lote	g o Kg	Describe la unidad de eso del experimento

Fuente: Elaboración propia

En el diseño de ensayos nutricionales con estadios larvales, la unidad experimental debe definirse claramente como el recipiente de cultivo (tanque o acuario) que contiene una población definida de organismos con una biomasa y densidad estandarizadas. Esta delimitación es esencial para asegurar la replicabilidad de los resultados y permitir un análisis estadístico robusto, garantizando que las variaciones observadas en el desarrollo ontogénico y el

desempeño zootécnico sean directamente atribuibles a la estrategia de alimentación implementada.

Considerando los parámetros establecidos en la Tabla 3.5, el modelo de estimación del consumo de alimento exógeno se fundamenta en una relación alométrica entre la ración diaria (R) y la biomasa del lote (W). La ecuación general se expresa de la siguiente manera:

$$R = a.W^b$$

Esta aproximación resulta aplicable en postlarvas o estadios avanzados de desarrollo. Cabe precisar que los parámetros a y b se determinan mediante ensayos de alimentación específicos.

En el ejemplo para estimar el consumo en peces:

a = 0,12

b = 0,80

W = 450 g (biomasa total del lote)

Entonces:

$$R\ (dia\ 1) = 0{,}12.\ (450)^{0{,}80}$$

Por lo tanto, la ración diaria estimada (R) asciende a aproximadamente 13,8 g/día

El alimento total calculado para cubrir la demanda energética se divide en 6 raciones diarias. Consecuentemente, cada racion equivale a alrededor de 2,3 g de dieta microencapsulada. Esta

estrategia de fraccionamiento tiene por finalidad mejorar las condiciones de cultivo y sostenimiento de los organismos en cautiverio. Mantiene una tasa de ingestión más constante y evita picos de excreción de amonio (NH_4^+).

Ejemplo aplicado (para peces en el período de alevinaje): partiendo de los parámetros experimentales a = 0,12 (coeficiente de búsqueda o tasa a la que el pez encuentra partículas de alimento) y b = 0,80 (coeficiente relacionado con la capacidad máxima de ingestión) para dietas microencapsuladas.

En un lote con biomasa total de 450 g, es decir el lote de postlarvas tiene una biomasa total de 450 g. se calcula:

En el modelo (relación entre el tamaño y la forma de un organismo) de ración diaria Rdía1 corresponde a la ingesta de alimento por día, es decir, la ingesta diaria de alimento expresada en gramos de alimento exógeno por unidad de biomasa (o directamente gramos por lote).

Al establecer un método de alimentación basado en parámetros de ingestión, se logra equilibrar la oferta de alimento con la capacidad fisiológica de los organismos para procesarlo, evitando tanto la subalimentación como la sobrealimentación. De esta manera, se garantiza que las larvas reciban el alimento necesario para su crecimiento, sin que el exceso de materia orgánica comprometa la calidad del medio de cultivo. Para implementar este ajuste dinámico, resulta fundamental realizar un seguimiento del peso medio individual mediante muestreos periódicos, dado que la tasa máxima

de ingestión está sujeta a variaciones dependientes del tamaño corporal.

3.9 Selección del Método de Alimentación

Escoger y definir el método de alimentación sea por biomasa, por número de animales, y por volumetría, puede ser una estrategia efectiva para asegurar una ración adecuada y depende de la confianza del acuicultor. La selección de cualquiera de los métodos asegura un buen manejo del alimento para los organismos según su característica optimizando el uso del alimento sea vivo o artificial.

En la práctica, la elección del método depende de la interacción entre:

- La fisiología de captura-ingestión de la especie
- La hidrodinámica del sistema de cultivo (turbulencia, régimen de flujo)
- La disponibilidad de herramientas de monitoreo. Un enfoque integral basado en los criterios de observación y monitoreo criterios garantiza la eficiencia nutricional y la sostenibilidad económica del proceso larvario.

3.10 Estrategias y frecuencia de alimentación

Las larvas de organismos acuáticos poseen reservas de vitelo que les permiten subsistir durante un período inicial, cuya duración varía según la especie. En el caso de Penaeus vannamei, las larvas son

transferidas al tanque de larvicultura en el estadio N4-N5. Previo a la transición a la fase de Zoea, se inocula una cantidad inicial de microalgas, y posteriormente, durante las fases sucesivas, se pueden ofrecer otras especies de microalgas. La estrategia de alimentación puede incluir la combinación con rotíferos o Artemia para las fases de Mysis y Postlarva. El alimento formulado está disponible para todos los estadios larvales y puede ser empleado como sustituto o complemento del alimento natural (Wasielesky et al., 2020). La adición de microalgas cumple una doble función: nutricional para las larvas y de mantenimiento de la calidad del agua de cultivo. Para especies cuyas larvas se alimentan predominantemente de zooplancton, la oferta rutinaria de microalgas es recomendable a fin de mantener una óptima calidad del agua, dado que contribuyen a controlar la concentración de compuestos nitrogenados disueltos en niveles aceptables.

Las raciones de alimentación también deben ser planificadas para la preparación del alimento a utilizar y obtener las cantidades requeridas para la alimentación oportuna. Un ejemplo práctico puede ser observado en el trabajo de Gamboa-Delgado y Le Vay (2009) quienes investigan estrategias de alimentación de postlarvas de camaron marino en base a artemia y microparticulas (En este sentido, la frecuencia de alimentación para cada ración puede variar según la estrategia del acuicultor desde una vez por día a 6 o 8 veces al día. El manejo de la estrategia de alimentación tiene enorme incidencia en el resultado final del cultivo. Planificar frecuencias de alimentación siempre son más ventajosas porque el alimento es utilizado y consumido de manera más eficiente por los organismos,

lo que consecuentemente permitirá el éxito productivo y económico (Ortega, 2024).

3.11 Ejemplo para definir la estrategia y control de la alimentación

La estrategia de alimenticio puede ser proyectada de diferentes formas, según el sistema y el objetivo del acuicultor considerando las diferentes etapas de vida de los organismos**.** Para los fines de acuicultura actual, se puede considerar tres etapas de vida en laboratorio de cultivo, una fase planctónica inicial y otra intermedia, y la fase de vida libre.

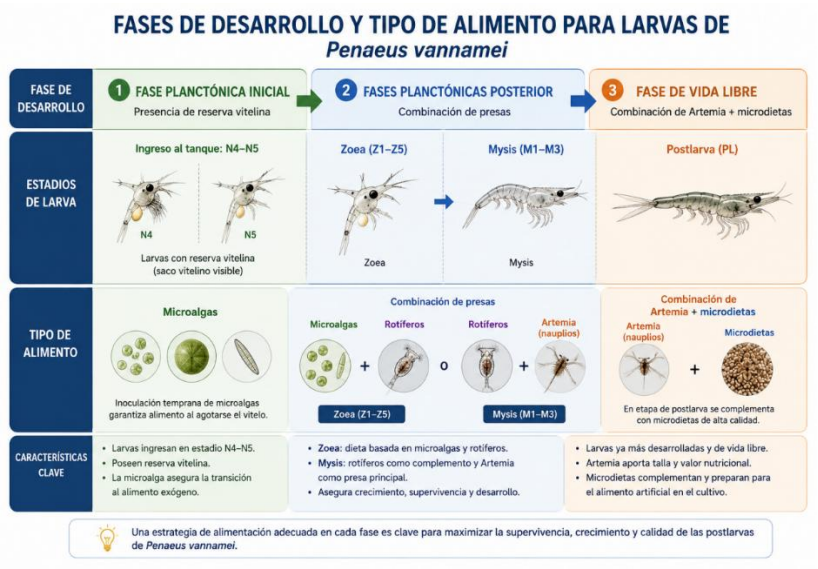


Figura 4.Fases de desarrollo y tipo de alimento para larvas de penaeus vannamei

En cada fase de vida, la frecuencia de alimentación mínimo de 4 a 8 raciones diarias mejora conversión y uniformidad del tamaño de los organismos.

3.12 Control de la Alimentación

La alimentación de los organismos requiere un estricto control antes y después de haber sido dosificada su ración. Algunos factores que debe considerar se enumeran a continuación:

Distribución Uniforme: El alimento debe distribuirse de manera uniforme en los tanques para asegurar que todas las larvas tengan acceso a la comida. La mala distribución del alimento en el compartimiento de agua puede ser uno de los principales problemas que origina la diferencia de tamaños de las larvas. Es recomendable utilizar sistemas de alimentación automática que permitan un suministro constante y ajustable.

Monitoreo del Consumo: Es esencial observar el comportamiento alimenticio de las larvas para ajustar la cantidad de alimento suministrado. Un consumo deficiente puede indicar problemas con la calidad del alimento, el tamaño de las partículas o la calidad del agua.

Manejo de la Calidad del Agua: Un aspecto crucial en la alimentación larvaria es el manejo de la calidad del agua. El exceso de alimento puede descomponerse y afectar negativamente la calidad del agua, causando problemas como el aumento de amoníaco y la proliferación de bacterias. Por ello, es importante realizar

recambios parciales de agua y ajustar la cantidad de alimento según las necesidades.

Transición Gradual: A medida que las larvas crecen y pasan de una fase a otra, es importante realizar una transición gradual en la alimentación para evitar el estrés nutricional. Esto implica ajustar el tamaño del alimento y la frecuencia de alimentación de manera controlada.

Parámetros Ambientales: La temperatura, el pH, la oxigenación y la salinidad del agua deben mantenerse dentro de rangos óptimos, ya que estos parámetros afectan la digestibilidad y el metabolismo de los alimentos en las larvas.

Control de la Calidad del Alimento: Es fundamental analizar regularmente la composición nutricional del alimento, especialmente cuando se utilizan dietas formuladas. Los estudios de calidad deben incluir análisis de proteínas, lípidos y micronutrientes para asegurar una nutrición adecuada acorde a los requerimientos de la especie.

Enriquecimiento del Alimento Vivo: El enriquecimiento de rotíferos y Artemia con ácidos grasos y vitaminas específicas es una técnica efectiva para mejorar el valor nutricional del alimento vivo. Esto se realiza mediante la adición de suplementos en el medio de cultivo antes de suministrar el alimento a las larvas.

Método de Alimentación: El diseño del sistema de alimentación debe asegurar que las larvas reciban la cantidad adecuada de

alimento en cada fase. La inclusión de dispensadores automáticos facilita una alimentación uniforme en varias dosis por unidad de tiempo, reduciendo el riesgo de contaminación del agua por exceso de nutrientes, sin embargo, la dosificación precisa de la cantidad de alimento es necesaria para mantener una buena calidad de agua y optimizar el uso del recurso nutricional.

Requerimientos Nutricionales: Las larvas requieren una dieta rica en proteínas, ácidos grasos esenciales, vitaminas y minerales. Las necesidades específicas varían según la especie y la fase larvaria, pero generalmente, los ácidos grasos altamente insaturados (HUFA), como el DHA y el EPA, son críticos para el desarrollo adecuado.

Tamaño y Tipo del Alimento: A medida que las larvas crecen, el tamaño del alimento debe ajustarse diariamente. En las primeras fases, es común utilizar alimento vivo como microalgas y rotíferos, que son fácilmente digeribles y proporcionan nutrientes esenciales. A medida que las larvas se desarrollan, se introducen alimentos de mayor tamaño, lo cual ha motivado la producción de alimento exógeno particulado de diferente tamaño según los requerimientos de la especie.

Frecuencia de Alimentación: Las larvas tienen requerimientos metabólicos elevados, por lo que necesitan ser alimentadas frecuentemente. La frecuencia de alimentación debe ajustarse según la fase larvaria para asegurar que haya suficiente alimento disponible sin causar problemas de calidad del agua por exceso de nutrientes.

Calidad del Alimento: La calidad del alimento es fundamental para el éxito en la larvicultura. El alimento debe estar libre de contaminantes y proporcionar una fuente constante y equilibrada de nutrientes. Es esencial realizar controles de calidad periódicos para asegurar la integridad del alimento suministrado.

Alimentación eficiente: El diseño del sistema de alimentación debe asegurar que las larvas reciban la cantidad adecuada de alimento en cada fase.

3.13 Ejercicios de Aprendizaje

Proyección de Alimentación:

Ejercicio 1: Alimentación por Volumen/Volumen

Objetivo: Determinar la cantidad de microalgas necesarias para alimentar a 1000 larvas de peces en un tanque de 100 litros.

Datos:

- Concentración de microalgas: 1000 cel/mL
- Volumen del tanque: 100 litros
- Número de larvas: 1000

- Pregunta: ¿Cuántos mililitros de microalgas se necesitan para alimentar a las larvas de peces en el tanque?

- Recomendación: Se necesita calcular la cantidad de microalgas necesarias para alcanzar una concentración de 1000 cel/mL en el tanque de 100 litros.

Ejercicio 2: Alimentación por peso/Volumen

- Objetivo: Determinar la cantidad de alimento necesario para alimentar a 500 post-larvas camarones en un estanque de 500 litros.

Datos:

- Peso del alimento: 10 g/L
- Volumen del tanque: 500 litros
- Número de Pls de camarones: 500

- Pregunta: ¿Cuántos gramos de alimento se necesitan para alimentar a las post-larvas en el tanque?

Ejercicio 3: Capacidad de Consumo

- Objetivo: Determinar la cantidad de rotíferos necesarios para alimentar a 1000 larvas de peces en un tanque de 100 litros.

Datos:

- Tasa de consumo de las larvas: 100 rotíferos/hora
- Número de larvas: 1000
- Duración del período de alimentación: 24 horas

- Pregunta: ¿Cuántos rotíferos se necesitan para alimentar a las larvas de peces en el tanque durante 24 horas?

- Se necesita calcular la cantidad de rotíferos necesarios para satisfacer la tasa de consumo de las larvas durante 24 horas.

Estos ejercicios permiten poner en práctica la aplicación de los métodos de volumen/volumen, peso/volumen y capacidad de consumo en la alimentación de larvas de peces o camarones en acuicultura.

3.14 Síntesis del capítulo

La alimentación larvaria puede transformarse en una variable de planificación cuando la demanda se expresa cuantitativamente. El volumen de cultivo permite establecer concentraciones de alimento en el medio; el número de organismos relaciona directamente la ración con la población; y la biomasa incorpora el crecimiento de los organismos en la estimación de sus necesidades. Ningún método es universal: su utilidad depende de la especie, la fase de desarrollo, el alimento utilizado y las condiciones del sistema.

Una vez determinada la demanda surge, sin embargo, un nuevo problema operativo. Saber cuántos rotíferos, microalgas o nauplios de Artemia necesitan las larvas no significa que el hatchery pueda disponer de ellos diariamente. La siguiente pregunta es entonces: ¿cómo producir, mantener y escalar el alimento vivo necesario para sostener esa demanda?

CAPÍTULO IV

4 PRODUCCIÓN DE ALIMENTO VIVO

¿Por qué debe interesarle este capítulo?

En numerosos sistemas de larvicultura, particularmente durante las fases tempranas, el alimento vivo constituye un componente esencial del proceso productivo. Su utilidad depende no solamente de su composición nutricional, sino también de características como tamaño, movilidad, digestibilidad, disponibilidad y capacidad de ser producido en cantidades suficientes y en el momento requerido.

Por ello, conocer que una larva necesita microalgas, rotíferos o Artemia no es suficiente. El hatchery debe ser capaz de mantener cultivos, multiplicarlos, escalarlos y sincronizar su producción con el desarrollo de las larvas. El capítulo desarrolla precisamente estos componentes mediante el cultivo y crecimiento de microalgas, reglas de escalamiento, producción de rotíferos, Artemia, técnicas de procesamiento y consideraciones operativas del alimento vivo.

La pregunta orientadora del capítulo es: ¿Cómo podemos producir y escalar el alimento vivo requerido por las larvas para disponer de él en la cantidad, calidad y momento necesarios?

4.1 Objetivos de Aprendizaje

Al finalizar este capítulo, el estudiante será capaz de:

- Identificar las principales fuentes de alimento vivo utilizadas en larvicultura y relacionarlas con las necesidades de diferentes grupos y fases larvarias.

- Comprender los principios básicos que determinan el crecimiento y producción de microalgas y organismos zooplanctónicos.

- Aplicar criterios de crecimiento, concentración, tiempo y escalamiento para planificar la multiplicación de cultivos de alimento vivo.

- Analizar los procesos básicos de producción y utilización de microalgas, rotíferos y Artemia dentro de un hatchery.

- Relacionar la capacidad biológica de producción del alimento vivo con la demanda generada por el cultivo larvario.

4.2 Introducción

La pregunta no es si un hatchery puede producir larvas, sino si puede producir suficiente alimento vivo para sostenerlas. En numerosos cultivos, las mayores pérdidas no ocurren por problemas de infraestructura o calidad de agua, sino por la incapacidad de garantizar una oferta continua de alimento vivo de alto valor nutricional. Por ello, el diseño de las áreas de cultivo, la estimación de los requerimientos diarios y la planificación de la producción de alimento vivo constituyen elementos inseparables de una larvicultura eficiente.

El suministro de presas vivas constituye un pilar fundamental en la acuicultura, donde la selección de organismos como microalgas, rotíferos, cladóceros y copépodos se basa en parámetros críticos como su tamaño, valor nutricional y tasa de crecimiento (Contreras-Sánchez et al., 2022). Este capítulo examina las metodologías fundamentales para la producción de alimento vivo, con énfasis en su aplicación en la larvicultura de organismos acuáticos. Dichos insumos constituyen una fuente nutricional crítica en la acuicultura, particularmente durante las etapas larvarias tempranas, caracterizadas por requerimientos alimenticios altamente especializados(Conceição et al., 2009). Este espectro de alimento vivo, que comprende microalgas, rotíferos, nauplios de *Artemia* y copépodos, provee proteínas, ácidos grasos, vitaminas y minerales esenciales que resultan determinantes para optimizar el desarrollo y la supervivencia de las larvas (Teye-Gaga et al., 2025)

El alimento vivo, como las microalgas y el zooplancton, es esencial en las primeras fases del cultivo, ya que ofrece nutrientes adecuados que son difíciles de replicar con alimentos artificiales. La selección de microalgas para el cultivo de alimento vivo está en función de la especie que se va a cultivar.(Gopinathan & Gireesh, 2006) Por ejemplo, si se va a cultivar larvas de molusco bivalvo *Anadara tuberculosa,* el alimento vivo primordial será microalgas. Pero si se va a cultivar larvas de pez *Centropomus undecimales*, el alimento que requerirá podría consistir en microalgas en menor grado, pero se presta mayor atención a la producción de rotíferos, *Daphnia* y *Artemia salina* (Coutteau, 1996).

La producción eficiente de alimento vivo requiere una planificación cuidadosa y el uso de técnicas especializadas que permitan mantener la calidad y la cantidad de alimento necesario para cada fase larvaria. Por consiguiente, se espera que el estudiante adquiera la capacidad de razonar acerca del ciclo de desarrollo del cultivo de una especie de organismo que servirá como alimento, para a partir de ello, establecer las necesidades futuras de alimento diario en un sistema de cultivo de larvas.

Este capítulo se desarrolla en tres secciones principales: (i) producción de microalgas, (ii) producción de rotíferos y (iii) producción de Artemia, abordando en cada caso los fundamentos biológicos, los modelos de crecimiento, los criterios de escalamiento y los aspectos operativos de manejo en un laboratorio de producción de larvas.

4.3 Microalgas como Alimento Vivo en la Larvicultura

Las microalgas son la base de la cadena alimentaria en acuicultura utilizados principalmente en las fases tempranas del cultivo larvario como fuente primaria de alimento. Las especies de microalgas más comunes para alimentar diversas especies de peces, crustáceos, o moluscos son *Chaetoceros, Thalassiosira, phaeodactylum Nannochloropsis, Isochrysis, y Tetraselmis entre otras*. Cada especie tiene un aporte especifico de proteína y ácidos grasos esenciales, razón por la cual les recomendable la diversificación de las especies según el organismo acuático a alimentar (Camacho-Rodríguez et al., 2021) (Becker, 2007).

La producción de microalgas se realiza en sistemas de cultivo abiertos (estanques o piscinas expuestas a la radiación solar) o cerrados (fotobiorreactores). En cualquier sistema de cultivo es fundamental mantener condiciones óptimas de luz, temperatura, pH y nutrientes para maximizar la producción masiva de microalgas (Borowitzka et al., 2021).

Los efectos beneficiosos para el crecimiento y la supervivencia de las larvas también se deben a las propiedades atrayentes de las algas como por ejemplo su alto contenido proteínico, lípidos y carbohidratos (Aranda-Burgos et al., 2013) (Lavens and Sorgeloos 1996). Además, la transferencia de ácidos grasos esenciales, como los PUFA, a través de la cadena trófica hacia los consumidores primarios resulta crucial, pues niveles deficientes en el alimento vivo pueden comprometer el desarrollo exitoso de las larvas. Asimismo, mientras que organismos como los moluscos bivalvos y los camarones peneidos consumen microalgas de forma directa, en el caso de las larvas de peces de pequeño tamaño, estas actúan como un vehículo nutricional indirecto al servir de alimento para presas vivas como los rotíferos (Anjos & Xavier, 2012).

La Tabla 12 muestra referencia del valor nutricional de tres especies de microalgas.

Tabla 12.Composición nutricional de algunas especies de microalgas que pueden ser utilizadas en la Larvicultura.

Especie	Proteina (%)	Lipidos (%)	Carbohidratos (%)	Energia (MJ/kg)
Espiruina	58,0	11,6	10,8	20,1
Chlorella	52,0	7,5	24,3	19,3
Tetraselmis	27,2	14,0	45,4	18,0

Fuente: (tomado de Shields y Lupatsch 2012).

Adicionalmente, las algas activan el sistema digestivo al estimular las enzimas digestivas, como la tripsina, por tanto, se pueden considerar como una fuente importante porque estimulan el apetito de las larvas de organismos acuáticos(Amenyogbe et al., 2024).

Los ácidos grasos son el componente principal de los lípidos. En este sentido, *Chaetoceros* constituye una fuente sustancial de ácidos grasos altamente insaturados, mientras que los lípidos representan una fuente importante de energía, tal como se puede apreciar en la tabla 13. Asimismo, ciertos ácidos grasos —como el ácido araquidónico, el eicosapentaenoico, el docosahexaenoico y el ácido linolénico— resultan esenciales para el desarrollo de las larvas.(Acevedo et al., 2019)

Tabla 13.Composición lipídica de algunas especies Fito planctónicas utilizadas en larvicultura de crustáceos y moluscos (Tomado de Southern Regional Aquaculture Center, USA).

Microalgas	Peso (h)	Lipidos
Tetraselmis suecica	200	6%
Dunalliela tertiolecta	85	21%
Isochrysis galvana	19-24	20-24 %

Chaetoceros calcitrans	7	17%
Chaetoceros gracilis	30	19%
Thalassiosira pseudonana	22	24%
Skeletonema costatum	29	12%
Phaeodactylum tricornutum	23	12%

Fuente: Elaboración propia

4.4 Factores que controlan el crecimiento de las algas

El crecimiento de las especies fitoplanctónicas está regulado por la interacción de múltiples variables físicas, químicas y biológicas. En general, los parámetros que se consideran importantes para un eficiente cultivo de microalgas que contribuyan a aumentar su valor nutricional son la disponibilidad de nutrientes, luz, temperatura y dióxido de carbono. Estos tres elementos son básicos para una eficiente reproducción celular y crecimiento del cultivo de microalgas.

En el ámbito nutricional, el nitrógeno, el fósforo y el silicio se identifican como los principales macronutrientes. Su disponibilidad y su respectiva relación estequiométrica son factores determinantes que condicionan la dominancia de diversos grupos fitoplanctónicos. De igual manera, ciertos oligoelementos, tales como el hierro, desempeñan un papel crucial, ya que su carencia puede limitar considerablemente la producción de microalgas.

De acuerdo a los parámetros antes indicados, las microalgas demuestran una dinámica poblacional y modelos de crecimiento según especie. El modelo de crecimiento es exponencial y se

produce cuando los recursos son abundantes y las condiciones de cultivo son favorables. A continuación, se presenta un modelo matemático simplificado con fines didácticos, orientado a la planificación operativa del cultivo. Este modelo matemático permite estimar el rendimiento de biomasa mediante la ecuación $X = X0e^{mu\,t}$, donde el coeficiente de crecimiento específico (mu) varía según la disponibilidad de macronutrientes esenciales, principalmente nitrógeno y fósforo (Aratboni et al., 2019; Escobedo & Castillo, 2021). Dada la complejidad metabólica de estos organismos, el suministro de micronutrientes como el hierro, el manganeso y el zinc es igualmente indispensable para optimizar funciones vitales como la fotosíntesis y la reducción de nitratos, (Chowdury et al., 2020).

$$X = X0e^{mu\,t}$$

Esta fórmula modela el crecimiento exponencial que se produce cuando los recursos son abundantes. En la biotecnología de microalgas, esta ecuación se utiliza para modelar la fase de crecimiento exponencial (o fase logarítmica), que es el periodo donde las células se duplican a su máxima velocidad en condiciones óptimas de luz, nutrientes y temperatura. En acuicultura, expresa como crece una población de microalgas en función del tiempo. En larvicultura es importante Identificar el máximo crecimiento y el tiempo transcurrido.

Tabla 14.Símbolos, significado y unidades utilizadas en cultivos de microalgas

Símbolo	Significado	Unidades
X	Representa la cantidad o valor final de fitoplancton en un tiempo específico t.	Cel/ml^{-1}
X0	Cantidad o valor inicial cuando t = 0	
M	Tasa especifica o la tasa de crecimiento específico μ (mμ) y representa la velocidad con la que la población crece por unidad de tiempo. Tasa de crecimiento (si μ > 0) o tasa de decaimiento (si μ < 0).	$día^{-1}$ o $hora^{-1}$
E	La base del logaritmo natural. Permite describir un crecimiento continuo, no discreto.	e ≈ 2.718
T	Tiempo transcurrido	

Fuente: Elaboración propia

Si μ = 0.5 día, la población aumenta un 50% por día en fase exponencial

Si μ es alta el fitoplancton crece muy rápido.

Si μ es baja el crecimiento es más lento.

Si μ fuera negativa describe una mortalidad o decrecimiento poblacional.

Ejemplo práctico:

Supongamos: Si el objetivo es que la curva exponencial parta de 5 000 células/mL y alcance aproximadamente 35 000 células/mL al día 5, entonces la tasa específica de crecimiento será

$$\mu = \frac{ln\frac{X}{Xo}}{t}$$

Entonces:

μ (5) = ln (35000/5000)/5

μ (5) = 0.389 día^{-1}

Usando ahora la ecuación:

$$X = X0e^{mu\ t}$$

Usando la ecuación se obtiene X= 5000·e$^{0.39\ t}$, donde:

Tabla 15.Concentración calculada (células/mL)

Día	Concentración calculada (células/mL)
0	5 000
1	7 385
2	10 907
3	16 113
4	23 802
5	35 163

Fuente: Elaboración propia

Como puede observarse, el valor del día 5 (35 163 células/mL) coincide prácticamente con la curva punteada de la figura (35 000 células/mL).

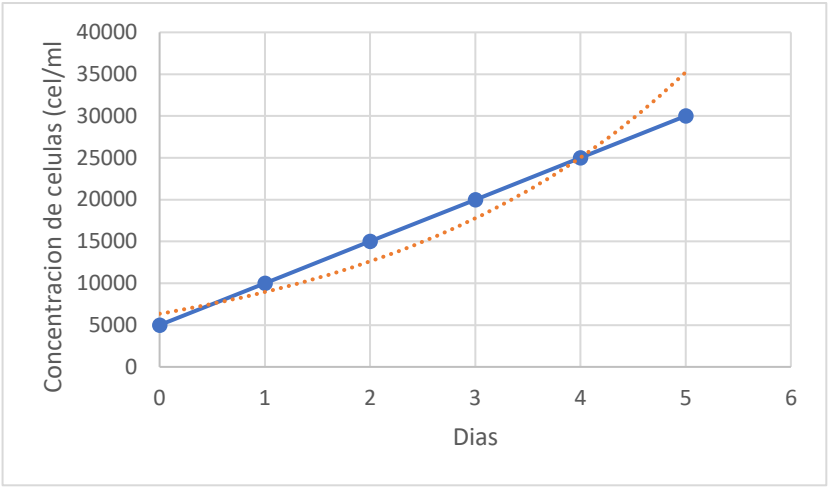


Figura 5.Curva de crecimiento de microalgas bajo condiciones controladas de laboratorio

La curva de crecimiento de las microalgas bajo condiciones de laboratorio permite determinar su tasa máxima de producción, atravesando fases de adaptación, crecimiento exponencial y decadencia. Esta representación, al caracterizar el comportamiento y los tiempos de desarrollo de las especies, resulta fundamental para la planificación y coordinación del cultivo. Por tanto, es esencial conocer este potencial de crecimiento mediante ensayos bajo condiciones equivalentes a las de producción *in situ*, lo cual permite aplicar modelos precisos en la operativa diaria

La línea azul de la figura representa un crecimiento aproximadamente lineal (5.000, 10.000, 15.000, 20.000, 25.000 y 30.000 células/mL), mientras que la línea punteada naranja

representa el crecimiento exponencial calculado mediante la ecuación $X=X0e^{m\mu t}$. Esta comparación permite mostrar que:

- En los primeros días, ambos modelos predicen concentraciones relativamente similares.
- Conforme transcurre el tiempo, el crecimiento exponencial se acelera y supera al crecimiento lineal.
- En condiciones reales de cultivo, las microalgas no mantienen indefinidamente un crecimiento exponencial, ya que aparecen limitaciones de luz, nutrientes y espacio comummente observados en los laboratorios comerciales de larvas. Por ello, la trayectoria real suele desviarse del modelo exponencial y aproximarse a una curva sigmoidal (modelo logístico).

Desde el enfoque antes mencionado, es preciso dejar claro los siguientes conceptos:

1. Crecimiento lineal (como aproximación operativa sencilla).
2. Crecimiento exponencial (modelo fisiológico durante la fase exponencial, con $\mu=0.39$ día^{-1} \ mu = 0.39.
3. Crecimiento logístico (el que realmente describen la mayoría de los cultivos de microalgas en hatcheries).

Esta progresión facilita entender un modelo de crecimiento simple hasta uno biológicamente más realista y facilita la comprensión de

por qué el crecimiento exponencial solo describe una parte del ciclo de cultivo.

Ahora, lo anteriormente explicado nos lleva a interpretar el manejo del traspaso de microalgas:

$$X = X0e^{\quad m\mu\, t}$$

Esta ecuación puede utilizarse precisamente para calcular el tiempo de traspaso o escalamiento sucesivo entre recipientes de cultivo. En producción de microalgas, el tiempo de traspaso corresponde al momento en que el cultivo alcanza la concentración objetivo para inocular el siguiente volumen.

Partimos de la ecuación:

X=5000e0.39 t

lnX = ln(5000)+0.39t

$$t = \frac{ln\frac{X}{5000}}{0.39}$$

Con esta es la ecuación se calcula el tiempo necesario para alcanzar cualquier concentración objetivo.

Ejemplo 1. Traspaso cuando el cultivo alcanza 10 000 células/mL

t = ln (10000/5000)/0.39

t = 1.8 días

Traspaso a 15000 cel/mL seria 2.8 días y así sucesivamente

Tabla 16. Traspaso

Concentración objetivo (cel/mL)	Tiempo calculado (días)
10 000	1.78
15 000	2.82
20 000	3.55
25 000	4.13
30 000	4.60
35 000	5.00

Fuente: Elaboración propia

4.5 Aplicación en un hatchery

En un laboratorio de producción de microalgas, el tiempo de traspaso sucesivo no se define únicamente por el número de días, sino por la combinación de dos criterios:

1. Alcanzar una concentración celular objetivo (calculada mediante la ecuación de crecimiento).

2. Mantener el cultivo dentro de la fase exponencial, antes de que entre en fase estacionaria.

$$t = \frac{ln\frac{Xf}{Xo}}{u}$$

La fórmula es una herramienta fundamental para planificar el calendario de escalamiento.

Por ejemplo, 0,25L (cepa inicial) a 1L a 5L a 20L a 100L a 500L a 1000 L (volumen final de cultivo.

Conociendo la concentración inicial (X0), la concentración de traspaso (Xf) y la tasa específica de crecimiento (μ\mμ), es posible calcular con precisión el momento óptimo para cada transferencia, garantizando que el inóculo conserve su máxima actividad fisiológica y reduciendo el riesgo de pérdidas por envejecimiento del cultivo.

Para el capítulo, esta ecuación se convierte en el fundamento matemático de la planificación temporal del escalamiento de microalgas, complementando el dimensionamiento de volúmenes que ya has desarrollado en capítulos anteriores.

4.6 Regla de escalado (inóculo)

Los cultivos de microalgas se conducen mediante crecimiento sucesivo que va desde una escala inferior de volúmenes a una escala deseada según el objetivo del laboratorio hasta lograr volúmenes de cultivo necesarios para la alimentación de una población de larvas en cultivo.

Tabla 17.Reglas didácticas para el escalado del cultivo de microalgas en larvicultura

Regla	Qué se hace (operativo)	Por qué importa (fundamento)	Recomendación práctica
Escalado progresivo	Aumentar volumen por etapas (p. ej., 1:5; máximo 1:10 si el cultivo está muy sano).	Minimiza fase de latencia o adaptación y mantiene ventaja competitiva frente a contaminantes.	Usar 1:5 hasta 100 L; solo luego considerar 1:10 si hay buen control.
Inóculo en fase exponencial	Transferir solo cultivos con alta tasa de crecimiento (color estable, sin olor anómalo).	La viabilidad y división celular son máximas; reduce riesgo de colapso.	Evitar usar cultivos "viejos" (fase estacionaria/senescente).
Fracción mínima de inóculo (f)	Inocular con 10–25% del volumen final.	Inóculos bajos prolongan adaptación y facilitan contaminación.	Preferir f = 0.20 (1:5) como criterio seguro.
Densidad inicial funcional	Inocular a 20–30% de la densidad objetivo de cosecha.	Asegura crecimiento rápido y estabilidad del cultivo.	Transferir al 70–80% de densidad máxima admisible.
Condiciones constantes	Replicar luz, aireación/CO_2, temperatura y nutrientes entre escalas.	Evita estrés fisiológico y caída de μ.	Cambios bruscos = riesgo de "quedar corto" en densidad.

Regla	Qué se hace (operativo)	Por qué importa (fundamento)	Recomendación práctica
Monitoreo diario	Verificar densidad (cel/mL), pH, color, olor y contaminación.	Detecta fallas antes de que se amplifiquen en volúmenes grandes.	Si hay desviaciones, no escalar; corregir primero.
Sincronía con demanda larvaria	Planificar el escalado según consumo del hatchery.	Evita déficit de alimento vivo o sobreproducción riesgosa.	Trabajar con cronograma (2 días por paso si $\mu \approx 0.7\ d^{-1}$).
Repique	Mantener cultivos madre y repiques en paralelo.	Reduce el riesgo operativo por contaminación o colapso.	Al menos 1 cultivo de respaldo por especie clave.

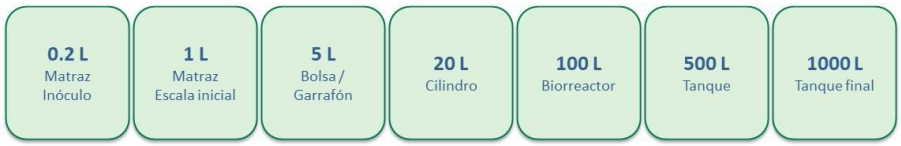
Fuente: Elaboración propia

El escalado exitoso del cultivo de microalgas no depende únicamente del volumen, sino de la calidad fisiológica del inóculo y de la estabilidad de las condiciones ambientales. Una mala decisión en etapas tempranas se amplifica exponencialmente en volúmenes mayores, por lo cual es importante sostener cultivos primarios en óptimas condiciones. El escalado va a depender del sistema de cultivo de larva, de las necesidades diarias en base a la planificación y los requerimientos de las especies de organismos acuáticos en cultivo.

- Fracción de inóculo (f) volumen de cultivo "semilla" respecto al volumen final del siguiente reactor.
    - Inóculo Conservador: f= 0,20 – 0,25 (1:4 - 1:5)
    - Inóculo Agresivo (menos pasos, más riesgo): f = 0.10 (1:10).
- Densidades: inocular al 20–30% de la densidad de cosecha y transferir al 70–80% de la densidad máxima admisible por luz/nutrientes para mantener siempre la fase exponencial.

Trenes de cultivo (opciones de escalado)

Escalado conservador (1:5**;** f **=** 0.20)



El traspaso entre volúmenes debe realizarse durante la fase exponencial del crecimiento.

Figura 6.Escalamiento progresivo del cultivo de fitoplancton

El proceso inicia a partir de un inóculo de pequeño volumen y se transfiere gradualmente a recipientes de mayor capacidad, manteniendo condiciones controladas, hasta alcanzar volúmenes operativos destinados a la alimentación larval.

Para llegar a 1000 L con f = 0.20, se necesita 200 L de inóculo; lo cual se puede obtener con dos reactores de 100 L en paralelo (o un paso intermedio de 250 – 300 L).

Escalado intermedio (mezcla 1:5 y 1:10)

0,5 a 5L a 25 L a 125 L a 1000L

aquí el último salto es ~1:8; requiere luz/aireaciones óptimas y buen control sanitario.

Escalado agresivo (1:10; f=0.10)

0,1 a 1L a 10L a 100L a 1000L

menos pasos, pero mayor riesgo de "quedar corto" en densidad inicial y perder ventaja competitiva frente a contaminantes).

Recomendación práctica: usar 1:5 hasta 100 L y, si el cultivo está muy sano y en fase exponencial, un salto 1:10 a 1000 L con 10% de inóculo (100 L)

Cronograma tipo (con μ alrededor de 0,7 d^{-1})

- Tiempo por paso (de 20% a 80%): tpaso 2 dias t
- 6 pasos (conservador 1:5): ~12 días del primario al masivo.
- 4–5 pasos (intermedio/agresivo): ~8–10 días.

Debe hacerse un ajuste con μ real: si μ baja por temperatura/luz, el tiempo por paso aumenta proporcionalmente.

Supuestos: $\mu = 0.7\ d^{-1}$ inoculando al 20% de la densidad de cosecha y cosechando al 80% y tiempo por paso de alrededor de 2 días.

Tabla 18.Ejemplo de volúmenes escalados del cultivo de microalgas.

Paso	Volumen Reactor Final (L)	Inóculo f	Medio Fresco	tiempo (días)	Comentario
1	1	0,2	0,8	2	Matraz estéril
2	5	1	4	2	Bolsa o garrafón
3	20	4	16	2	Cilindro transparente
4	100	20	80	2	Reactor 100 L
5	500	100	400	2	Tanque transparente 500 L
6	1000	200	800	2	Tanque transparente final

Fuente: Elaboración propia

Se puede tomar la decisión de dividir el paso 4 en dos reactores de 100 L y usar ambos como inóculo para el paso 6; o hacer un paso intermedio a 250 – 300 L y luego al 1000 L.

Duración total de alrededor de 12 días (si las condiciones de μ son alrededor de 0,7 d^{-1}

4.7 Zooplancton como alimento vivo en Larvicultura

La producción de organismos zooplanctónicos, tales como rotíferos, cladóceros y copépodos, constituye el segundo eslabón crítico en la cadena trófica de la larvicultura, siendo su éxito dependiente de la calidad nutricional de las microalgas utilizadas como alimento base (Hernández-Pérez & Labbé, 2014). Por ejemplo, durante la transición de larva a alevino, el bocachico consume protozoarios y rotíferos, mientras que la dorada y el bagre blanco ingieren cladóceros y copépodos en sus estadios juveniles, así como copépodos y ostrácodos en su etapa adulta. Por lo tanto, identificar

el alimento ideal para cada especie es fundamental para diseñar estructuras que suplan eficientemente las necesidades de nutrición de larvas y alevines. Estos organismos actúan como vehículos biológicos indispensables, ya que sus patrones de movimiento natural y su digestibilidad superior provocan una respuesta de alimentación más eficiente en larvas de peces carnívoros comparado con dietas inertes (Contreras-Sánchez, 2022). Asimismo, comprender los fundamentos para la producción de alimento vivo resulta clave para garantizar una larvicultura exitosa (Altaff, 2019). En este contexto, la producción masiva de zooplancton enfrenta el desafío crítico de la calidad nutricional del alimento suministrado, ya que deficiencias en los perfiles bioquímicos de las microalgas empleadas pueden limitar significativamente las tasas de reproducción y supervivencia de organismos como los cladóceros (Oviedo-Montiel et al., 2019). Para optimizar este eslabón, la acuicultura moderna prioriza el uso de rotíferos y copépodos como presas vivas predominantes, dada su capacidad para transferir elementos esenciales como vitaminas, pigmentos, esteroles y ácidos grasos poliinsaturados hacia las larvas de peces y crustáceos.

Tabla 19.Composición nutricional de organismos que pueden ser utilizados como alimento en larvicultura de organismos acuáticos.

Organismos zooplanctonicos	**Proteina**	**Lipidos**	**EC Kcal/kg**
Rotiferos	64%	10-20%	4900
Oligoquetos	49%	19%	5600
Artemia	61%	19%	5800
Cladoceros	56%	19%	4800
Copepodos	52%	26%	5500

Insectos	55%	18%	5000
Ostracodos	41%	-	-
Tubifex	54%	14%	-
Nematodos	40%	19%	-

Fuente: Elaboración propia

4.8 Producción de Rotíferos

Los rotíferos son pequeños organismos planctónicos que sirven de alimento para las fases iniciales de peces y crustáceos. Son valorados por su pequeño tamaño (90-350 micras), y su capacidad para enriquecerlos nutricionalmente con microalgas o suplementos específicos. Tienen una baja velocidad de natación, y son organismos resistentes a diferentes condiciones de agua, fáciles de cultivar y con potencial de alcanzar altas densidades. Entre los géneros más empleados destaca *Brachionus plicatilis*, reconocido como la presa idónea para iniciar la alimentación exógena de larvas de peces inmediatamente después de la reabsorción de sus reservas vitelinas (Dey et al., 2022).

El cultivo de rotíferos consiste en un sistema de cría controlado que utiliza microalgas como principal fuente de alimento para el desarrollo y multiplicación de los microrganismos zooplanctónicos, cuyo objetivo es mantener altas poblaciones de rotíferos en condiciones de laboratorio en instalaciones de acuicultura. Para asegurar una producción estable de alta calidad, es indispensable optimizar las tasas de alimentación y los parámetros fisicoquímicos, dado que el perfil nutricional de estos rotíferos depende

directamente de las especies de microalgas empleadas en su dieta (Osmanoğlu et al., 2024).

La producción de rotíferos y su uso como alimento vivo está bien desarrollado en la cría de larvas de peces y crustáceos. El crecimiento de organismos zooplanctónicos como los rotíferos (*Brachionus plicatilis, B. rotundiformis,* entre otros) tiene fundamentos científicos similares a los del fitoplancton, pero con particularidades derivadas de su biología animal (Lubzens, et al., 2001).

Los rotíferos se cultivan en tanques de agua con una adecuada salinidad y a temperaturas controladas. La densidad de cultivo debe monitorearse para mantener la calidad del cultivo, y el sostenimiento de la densidad de microalgas requerida.

Es importante definir la curva de crecimiento del cultivo de rotíferos bajo las condiciones ambientales de laboratorio para consecuentemente establecer la unidad de tiempo a la cual se va a obtener un cultivo puro con una aceptable concentración de rotíferos (Ver ilustración 4.3). La dinámica de crecimiento de rotíferos está estrechamente vinculada a factores fisicoquímicos como la temperatura y la salinidad, los cuales deben ser ajustados para maximizar su tasa de reproducción en sistemas de cultivo masivo (Bermudes-Lizárraga et al., 2023; Botelho, 2016). Adicionalmente, el manejo de estas variables permite mitigar la variabilidad en los rendimientos productivos, la cual representa uno de los mayores

obstáculos para escalar los cultivos de manera predecible (Edward et al., 2020).

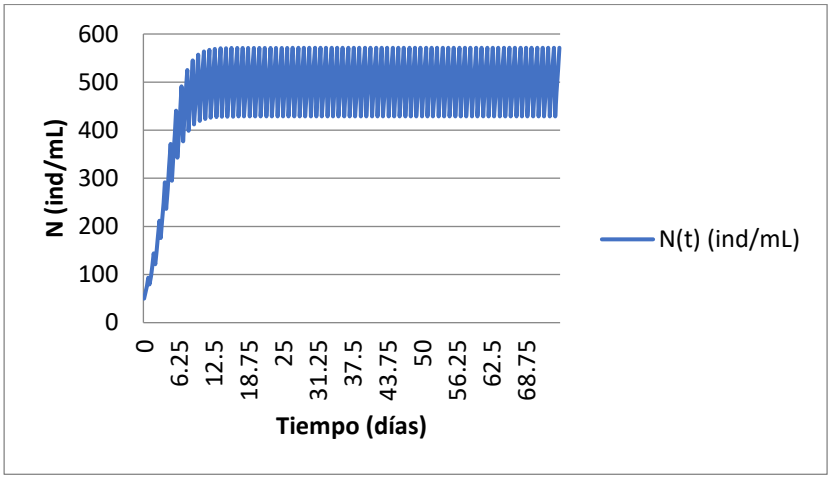


Figura 7.Simulación de cosecha diría de rotíferos con una concentración y tiempo de cultivo definido

El modelo poblacional del cultivo se ajusta a modelos de crecimiento logístico discretos, donde la tasa de incremento depende de la disponibilidad de alimento y de la densidad poblacional (Lubzens, et al., 1989).

$$N(t) = N_t + r_a \cdot N_t \left(1 - \frac{N_t}{K}\right) \Delta t$$

- Nt: densidad (o número total) de rotíferos en el tiempo t (p.ej., rotíferos·mL^{-1}).
- r_a: tasa neta ajustada de crecimiento (nacimiento – mortalidad – cosecha), en tiempo^{-1}.

- K: capacidad de carga (límite del sistema por alimento, oxígeno, espacio, amonio, etc.).
- Delta t Δt: tamaño del paso de tiempo (p.ej., 1 día o 6 h).

La parte de (1-Nt/K) frena el crecimiento a medida que el cultivo se acerca al punto de máxima capacidad de carga.

Otras ecuaciones necesarias:

Cosecha: f

$$f = 1 - \left(\frac{N*}{Nactual}\right)$$

V_cosecha

$$V = f\ .Vol\ tanque$$

Demanda de presas (método por número):

$$R - presas = TC\ .Nlarvas\ .\ t$$

Demanda de microalgas o algas requeridas A:

$$A\ necesaria = C\ rot\ .\ N\ .V\ .t$$

Caudal: Q_algas

$$Q\ algas = \frac{A}{C\ stock}$$

Los factores determinantes para el funcionamiento son la disponibilidad de alimento, principalmente microalgas vivas (ej.

Nannochloropsis sp., Isochrysis sp., Tetraselmis sp.) o dietas concentradas/microencapsuladas). La calidad nutricional del alimento (proteínas, ácidos grasos HUFA) afecta la fecundidad. La temperatura: Óptimo 24–28 °C; fuera de este rango, disminuye la tasa de reproducción. El oxígeno disuelto que debe mantenerse > 4 mg/L, ya que la alta densidad de rotíferos genera consumo rápido de oxígeno. La Salinidad, que depende de la cepa (rotíferos de agua salobre o marina), y cuyo rango óptimo puede ser 15–25 ‰. Y el amonio, que como subproducto metabólico que tiende a acumularse, puede limitar el crecimiento poblacional (Lubzens, et al., 2001).

Protocolo

- Preparar medio: 15–25‰ salinidad; 25–28 °C temperatura; pH 7,8–8,3; agua filtrada/UV.
- Inóculo: N_0 = 80–120 rot·mL^{-1}; asegurar alimento ≥ 24 h.
- Alimentación continua: mantener concentración de algas objetivo con goteo/inóculos frecuentes.
- Monitorear 1–2 veces/día: Temperatura, Salinidad, pH, Oxígeno disuelto, Nitrógeno amoniacal, numero de rotíferos (rot·mL^{-1}) y concentración de algas.
- Estimar r_a y predecir N (modelo logístico).
- Sifonear sólidos existentes; NH_3-N < 0,5 mg·L^{-1}; O_2 > 5 mg·L^{-1}.

- Re-siembra cada 3–7 días para evitar envejecimiento poblacional.

Ejemplo (*Brachionus plicatilis*): cálculo operativo

Supuestos para el cálculo:

K = 800 rot·mL^{-1};

r_a = 0,80 día^{-1};

Δt = 1 día;

V = 200 L;

N* = 500 rot·mL^{-1};

Día 0: N0 = 400 rot·mL^{-1}.

A una temperatura de 26 °C y Salinidad de 20‰.

Predicción (Día 1):

$$N(1) = 400 + 0{,}80 \cdot 400\left(1 - \frac{400}{800}\right)1 = 560\, rot \cdot mL^{-1}.$$

Cosecha f:

$$f = 1 - \left(\frac{500}{560}\right) = 0{,}107$$

Cosecha V

$$V = 0{,}107 \times 200\, L = 21{,}4\, L$$

Demanda de microalgas:

$$A\ necesaria = C\ rot\ .\ N\ .V\ .t$$

Caudal: Q_algas

$$Caudal\ Q\ algas = \frac{A\ necesaria}{C\ stock}$$

N = concentración de rotíferos en el tanque (rot·mL^{-1}).

C_{rot} = consumo algal por rotífero (células·rot^{-1}·h^{-1}).

$A_{necesaria}$ = células totales de microalgas que se deben aportar por día para sostener el cultivo (células·día^{-1}).

C_{stock} = concentración del cultivo "stock" de microalgas con el que se va a alimentar (células·mL^{-1}).

Demanda de microalgas (balance)

Suponiendo que:

C_{rot} = 1,5×10^5 cel·rot^{-1}·día^{-1} (valor didáctico a 26 °C con microalgas 4–6 µm):
$A_{necesaria}$ = 1,5×10^5 × 500 rot·mL^{-1} × 200 000 mL ≈ 1,5×10^{13} células·día^{-1}.

Si el cultivo de microalgas de stock está en:

C_stock = 1×10^7 cel·mL^{-1},

el volumen diario a adicionar es:

$Q_{algas} = 1{,}5\times10^{13} / 1\times10^{7} = 1{,}5\times10^{6}$ mL = 1500 L.

Tabla 20.Reglas didácticas para el escalado de cultivo de rotíferos

Regla	Qué hacer (operativo)	Por qué importa (fundamento)	Recomendación práctica
Escalado gradual	Aumentar volumen por etapas (1:3 a 1:5).	Escalados bruscos alteran densidad–alimento y provocan colapsos rápidos.	Evitar saltos >1:5 entre etapas.
Inóculo en fase productiva	Usar cultivos con alta fecundidad y sin estrés (mortalidad baja).	La tasa de reproducción es mayor y la población se estabiliza mejor.	Evitar cultivos envejecidos o con espuma/olor fuerte.
Densidad inicial adecuada	Iniciar con densidad funcional (rot/mL) según objetivo.	Densidades muy bajas prolongan estabilización y favorecen contaminantes.	Iniciar típicamente ≥100–300 rot·mL^{-1}.
Alimentación proporcional	Ajustar microalgas/“pasta” al aumento de biomasa de rotíferos.	Déficit reduce fecundidad; exceso deteriora el agua.	Ajustar ración según densidad real (muestreo 1–2 veces/día).
Control de calidad de agua	Vigilar O_2, pH y especialmente amonio y sólidos.	Los rotíferos colapsan por hipoxia y NH_3/NH_4^+ acumulado.	Mantener O_2 > 4–5 mg/L y NH_3-N bajo; sifonear sólidos.
Cosecha parcial continua	Retirar una fracción para mantener el cultivo “joven”.	Mantiene alta productividad y evita sobrepoblación.	Cosechar 20–30% diario (ajustable a N*).
Sincronía con demanda larvaria	Producir según requerimiento diario (presas/día).	Evita déficit alimentario en larvas y	Calcular demanda con R = CG·N·T (Cap. 4).

Regla	Qué hacer (operativo)	Por qué importa (fundamento)	Recomendación práctica
		pérdidas por exceso de producción.	
Renovación periódica	Reiniciar cultivos desde cepa madre/backup.	Evita envejecimiento poblacional y acumulación de contaminantes.	Reiniciar cada 5–7 días o si baja el rendimiento.
Redundancia	Mantener líneas paralelas (A/B).	Reduce el riesgo de quedarte sin rotíferos por colapso.	Al menos 1 cultivo alterno por línea de producción.

Fuente: Elaboración propia

El éxito del cultivo de rotíferos no depende únicamente del volumen producido, sino del equilibrio entre densidad, alimento y calidad del agua. Un error pequeño en la planificación o el manejo puede provocar colapsos poblacionales en pocas horas.

Demanda de rotíferos para un cultivo larvario (método por número)

Larvas de pez marino (10^5 unidades),

$TC = 120$ rot·larva^{-1}·h^{-1}, t = 12 h.

$R_{presas} = 120 \times 10^5 \times 12 = 1{,}44\times10^8$ rotíferos·día^{-1}.

Con densidad de cosecha N = 500 rot·mL^{-1}, el volumen a cosechar desde el cultivo es:

$V_{cosecha}$ larval = $1{,}44\times10^8 / 500 = 2{,}88\times10^5$ mL = 288 L.

4.9 Artemia Salina

La *Artemia* constituye uno de los recursos de alimento vivo más utilizados en la larvicultura de camarones, especialmente en los estadios posteriores al desarrollo larvario (Dey et al., 2022). Los nauplios de *Artemia* destacan por su viabilidad técnica y un perfil nutricional óptimo, caracterizado por elevadas reservas energéticas y un alto contenido de ácidos grasos poliinsaturados. Debido a estas propiedades, *Artemia salina* resulta un insumo esencial en la nutrición de diversos estadios de peces y crustáceos, siendo considerada un componente difícil de sustituir en los protocolos de alimentación.

Habitualmente, la *Artemia* se adquiere en forma de cistos deshidratados, cuya calidad varía en función de su procedencia y fabricante. Estos requieren una fase previa de rehidratación para proceder posteriormente a la eclosión. Bajo condiciones óptimas, se estima que aproximadamente el 50% de los cistos eclosionan en un intervalo de 12 horas. Por consiguiente, resulta esencial determinar la tasa de eclosión diaria de *Artemia salina*, ya que esta información permite estimar con precisión la disponibilidad de alimento para las larvas, optimizando simultáneamente la gestión de los recursos y el espacio. Esta práctica facilita, además, la planificación de las operaciones de alimentación diaria en la larvicultura. Finalmente, el ajuste riguroso de los parámetros de incubación constituye un factor determinante para maximizar la eficiencia de eclosión y garantizar una calidad y viabilidad superiores de los nauplios como fuente nutricional para el cultivo de especies acuáticas. Además, la

versatilidad de la *Artemia* radica en su capacidad de almacenamiento prolongado en forma congelada y su resistencia a condiciones ambientales adversas, lo que garantiza un suministro constante y predecible (Ramena & Sharma, 2025; Sadykova, 2024).

Cabe señalar que el tamaño y el valor nutricional de la *Artemia* varían según su marca y procedencia. Para la alimentación de organismos acuáticos, estas características durante el estadio Instar I son determinantes, puesto que definen la calidad de la presa y, en consecuencia, influyen directamente en la salud de las larvas. Asimismo, para garantizar una dosificación precisa, resulta fundamental determinar la cantidad de *Artemia* Instar I obtenible por gramo de cistos. El modelo de producción es de pocos parámetros, pero capta los determinantes clave (temperatura, salinidad, oxígeno, luz, calidad de quistes) y permite conocer nauplios disponibles vs. tiempo y rendimiento esperado por gramo de quiste (Sorgeloos, et al., 2001).

Dado que *Artemia salina* se ha consolidado como un alimento indispensable —difícil de sustituir en el cultivo de larvas y postlarvas debido a su viabilidad técnica, perfil nutricional óptimo y facilidad de producción masiva (Dey et al., 2022; Ramena & Sharma, 2025; Sadykova, 2024).

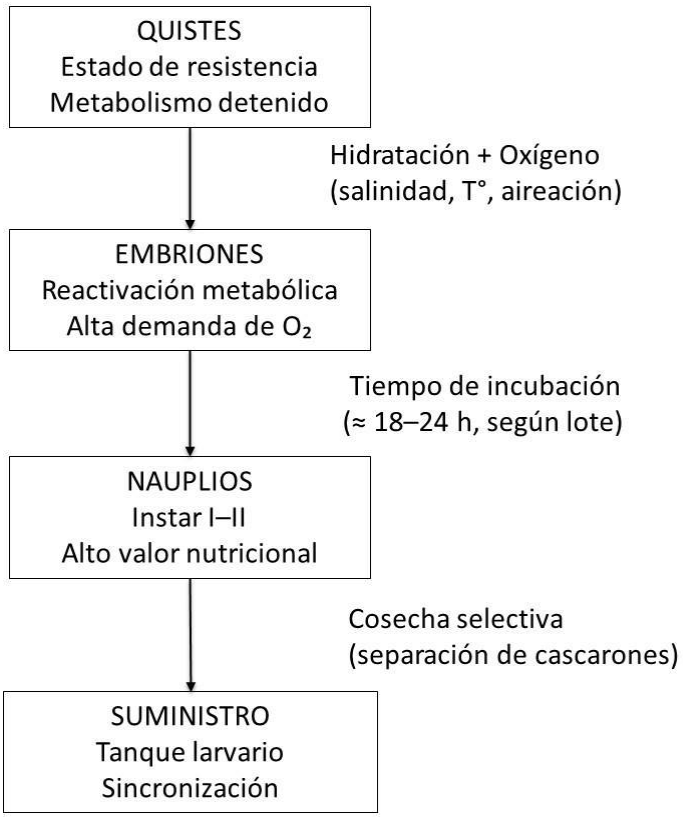


Figura 8.Diagrama conceptual del proceso de eclosión de Artemia en larvicultura

Los quistes representan una forma de resistencia extrema, diseñada para sobrevivir condiciones ambientales adversas. C(t): quistes hidratándose (no viables aún para eclosión).

La fase embrionaria es metabólicamente activa y altamente sensible a las condiciones físico-químicas del medio. V(t): embriones viables listos para eclosionar (metabolismo activado).

Los nauplios constituyen el estadio de mayor valor nutricional para larvas de peces y crustáceos, pero su calidad depende del momento

exacto de cosecha. N(t): nauplios eclosionados (meta: estadio Nauplio I/II para alimentación)

Una mala sincronización del tiempo (t) entre eclosión y demanda larvaria reduce la eficiencia nutricional y aumenta el deterioro de la calidad del agua.

Parámetros (ajustables):

- C0: quistes totales al inicio (p. ej., por gramo o por lote).
- $\int_{viab}$ (0,1): fracción viable (calidad del lote; típico 0.6–0.9).
- k_{hyd} (h^{-1}): tasa de hidratación/activación.
- k_{ecl} (h^{-1}): tasa de eclosión desde V a N.
- m (h^{-1}): mortalidad (baja en 24–36 h si el control es bueno)

Moduladores ambientales (adimensionales; 0–1):

- fT (temperatura), fS (salinidad), fO (oxígeno), fL (luz).
- Estos moduladores actúan sobre k_{hyd} y k_{ecl}: por tanto, k= k fT fS fO fL

En la práctica, si se opera en el rango óptimo, o si se tienen parametros conocidos dentro del laboratorio bajo los cuales se opera corrientemente fT, fS, fO, FL = 1, entonces se utiliza solo K_{hyd}, K_{ecl} como base.

Valores guía para iniciar (deben ajustarse a la calidad de la cepa/lote)

- Rendimiento empírico: 200 000 – 300 000 nauplios/g de quiste de buena calidad.
- Densidad de carga: 1–5 g quiste L^{-1} (aireación fuerte, usar cono de eclosión).
- Tasas base (28–30 °C, óptimo):
    - K_{hyd} = 0.20 $h^{-1.}$ (t ½ de activacion es de 3,5 h.)
    - k_{ecl} = 0.25 $^{h-1}$ (pico de eclosión centralizado en 20–24 h).
    - m = 0.01 h^{-1}(baja en 24 – 30 h si hay aireación y salinidad correctas).
    - F_{viab} = 0.8 (lote bueno).

Con estos números y condiciones óptimas, N(t) suele alcanzar el 80–90% del potencial a las 22–26 h

Cálculo rápido de planificación (por gramo de quiste)

Potencial de nauplios (N_{pot})

$N_{pot} = f_{viab} \cdot Y_g$

donde Y_g es el rendimiento nominal del lote (p. ej., 250 000 nauplios/g).

Se requiere la sincronización de parámetros para alcanzar nauplios I/II en alrededor de 24 horas y alrededor de 28 a 30 °C.

Necesidad de nauplios (N_{req}) a la hora t

$$g\ quiste\ = \frac{Nreq}{Npot\ .\ Nt}$$

Ejemplo numérico (rápido)

- Objetivo: $N_{req}=50\times10^6$ Nauplios a las 24 h.
- Lote con $f_{viab}=0.8$, y 1 g = 250 000 N_{pot} = 200000 nauplios/g.
- Bajo condiciones óptimas, el modelo indica que en 24 h se tiene 0,85

$$g\ quiste = \frac{50\ x\ 10^6}{200\ 000\ x\ 0.85} = 294$$

Se va a requerir cargar los 294 g de quistes en 100 L (es decir 3g/L) sosteniendo fuerte aireación.

4.10 Decapsulación de cistos de *Artemia salina*

Un aspecto crítico es la implementación del proceso de descapsulación química, el cual, mediante el uso de hipoclorito de sodio, permite eliminar la cáscara externa del quiste, optimizando así la tasa de eclosión y reduciendo significativamente la carga bacteriana introducida al sistema de cultivo (Bermudes-Lizárraga et al., 2017). Este procedimiento de oxidación requiere un control riguroso de la temperatura mediante refrigeración externa para evitar

la degradación del embrión durante el proceso, permitiendo además el uso directo de los quistes descapsulados como alimento sin necesidad de eclosión en casos de baja tasa de eclosión (Gopi et al., 2025; Sharma et al., 2023).

La cápsula de *Artemia*, está constituida principalmente por un exoesqueleto de quitina que protege al embrión en desarrollo dentro del huevo de *Artemia*. La decapsulación de *Artemia* salina es un proceso que implica eliminar la capsula que rodea los cistos de *Artemia*, lo que permite una mayor eficiencia en la eclosión, mejora del rendimiento y reduce los costos de producción. Esto, además, reduce el tiempo de eclosión y mejora la higiene del proceso de eclosión (Sorgeloos et al., 2001).

La decapsulación puede afectar la viabilidad de los cistos, por lo que es importante realizar el procedimiento con cuidado y precisión.

A pesar de ser un procedimiento rápido y eficiente en la decapsulación es siempre recomendable verificar la calidad de la *Artemia* para conocer su rendimiento en forma natural.

Procedimiento practico de decapsulación

Requerimiento de materiales y suministros: Cistos *Artemia* (Brine Shrimp), hipoclorito de sodio ($NaClO_2$), hidróxido de sodio (NaOH), agua. Utilizar equipo de protección personal como guantes para evitar el contacto con la piel, gafas para evitar el contacto con los ojos, y mascarilla anti gases para la protección del sistema respiratorio. Debido a que la decapsulcacion de *Artemi*a implica el

uso de reactivos químicos peligrosos para la salud humana, es preciso realizar el proceso en un ambiente ventilado.

- Se hidratan por una hora 454 g de cistos de *Artemia salina*.
- Los cistos hidratados se colocan en un recipiente con una solución que contiene 5 litros de agua, 1 litros de Hipoclorito de sodio al 10% (Cloro) y 25 gr de hidróxido de sodio (legia). El pH de la solución debería ser alrededor de 9. La concentración de los reactivos químicos puede variar dependiendo de la cantidad de cistos y la eficiencia deseada.
- Durante el proceso se observará un cambio de color de café a naranja.
- Se cosechan los cistos en un bolso de 100 micras y se enjuaga rápidamente con agua de salinidad baja para no ocasionar quemadura a la *Artemia* en un bolso descapsulador,
- Se coloca la *Artemia* en un cono eclosionador con capacidad entre 250 a 500 litros con agua salina previamente tratada y con fuerte aireación.
- Se agita vigorosamente y de manera continua.
- Se procede a colocar a eclosionar los cistos por un periodo de 24 horas.

- Una vez cumplido el tiempo de eclosión, se procede a su cosecha. A este tiempo se puede determinar el % de eclosión después de la decapsulación.
- Retirar el sistema de aireación de los conos y esperar a que se precipiten los cistos no eclosionados y proceder a retirarlos.
- Una vez retirados los cistos no eclosionados, colocar el sistema de aireación y cosechar los nauplios de *Artemia* en bolsos de 100 micras.
- Colocar los nauplios cosechados en un recipiente y adicionar cualquier producto desinfectante para organismos acuáticos, por ej. 50 mL de Peróxido de Hidrógeno, para proceder a la limpieza de estos, lo cual permite desinfectar el producto cosechado.
- Una vez realizada la limpieza de los nauplios lavar con abundante agua. Artemia está lista para ser ofrecida como alimento a las larvas



Figura 9.Proceso de decapsulación de Artemia salina. Imagen a la derecha reacción química en el los cistos; Imagen de centro: cosecha de cistos decapsulados, Imagen derecha, enjuague final de cistos decapsulados.

4.11 Elaboración de concentrados congelados de *Artemia Salina*

La elaboración de concentrados de artemia salina mediante el congelamiento previo a ser suministrado como alimento permite preservar la integridad estructural y el perfil bioquímico de los nauplios, facilitando su almacenamiento prolongado sin comprometer su valor nutricional ni sus propiedades enzimáticas (Madkour et al., 2022).

Es común el uso de concentrados de artemia en la alimentación de larvas. Para la eclosión de *Artemia,* se considera un lote inicial de 454 g de quistes, asumiendo una eficiencia de eclosión del 80 %, valor comúnmente aceptado en condiciones controladas de incubación. En consecuencia, se estima que el 20 % de los quistes no eclosionan y permanecen como material residual.

De acuerdo con la información proporcionada por el proveedor comercial o datos propios de laboratorio, se asume una densidad promedio de 200 000 quistes por gramo. Bajo este supuesto, la cantidad teórica total de quistes incubados se calcula de la siguiente manera:

$$454\ \text{g} \times 200\,000\ \text{quistes g}^{-1} = 90\,800\,000$$

Considerando una eficiencia de eclosión del 80 %, el número estimado de nauplios de *Artemia* Instar I obtenidos al final del proceso sería:

$$90\,800\,000 \times 0.80 = 72\,640\,000\ \text{nauplios}$$

Una vez obtenidos los nauplios, y de acuerdo con la planificación del régimen alimenticio, la biomasa de *Artemia* puede ser fraccionada en dosis previamente definidas, comúnmente elaboradas como concentrados congelados.

Este procedimiento bien manejado permite:

- Estandarizar la cantidad de alimento ofrecido.
- Reducir errores operativos durante la alimentación diaria.
- Evitar episodios de sobrealimentación o subalimentación.
- Optimizar el tiempo de manejo en sistemas larvarios o de precría.

Por ejemplo, si se establece como unidad operativa un concentrado equivalente a 1 000 000 de nauplios, la cantidad total de *Artemia* eclosionada permitiría obtener:

72’640.000/1’000.000 = 72 concentrados o dosis congeladas

Cada concentrado debe contener una cantidad precisamente cuantificada de nauplios, lo que garantiza una distribución homogénea del alimento entre raciones y tratamientos experimentales. Esta estandarización es particularmente importante en sistemas de cultivo larval, donde pequeñas variaciones en la oferta alimenticia pueden generar diferencias significativas en crecimiento, supervivencia y calidad del agua.

4.12 Ventajas y Desventajas del uso de Concentrados de *Artemia Salina* congelada

El uso de *Artemia* congelada en forma de concentrados representa una alternativa operativamente eficiente por ahorro de tiempo y operación reduciendo el esfuerzo laboral en el sistema de larvicultura. Sin embargo, la concentración de *Artemia* congelada en forma de "bolos" presenta limitaciones biológicas, nutricionales y ambientales que deben ser consideradas al planificar la alimentación larval.

- El proceso de congelación puede provocar pérdida de valor nutricional
- Degradación parcial de ácidos grasos altamente insaturados (HUFA), especialmente EPA y DHA.
- Pérdida de vitaminas hidrosolubles y enzimas digestivas presentes en la *Artemia* viva.
- Alteración de proteínas solubles por daño celular durante la formación de cristales de hielo.

Al estar inmóvil, la *Artemia* congelada puede:

- Reducir la tasa de ingestión.
- Aumentar el tiempo de permanencia del alimento en el agua.
- Ser menos eficiente en estadios larvarios tempranos

En consecuencia, la *Artemia* congelada puede presentar significar un ahorro de esfuerzo laboral pero también un menor valor nutricional efectivo en comparación con nauplios vivos o recién enriquecidos. La *Artemia* viva actúa como alimento activo, el cual es un estímulo alimenticio, sin embargo, la ausencia de movimiento en *Artemia* congelada afecta el estímulo a las larvas y consecuentemente incide en el comportamiento de captura y consumo. Adicionalmente, la *Artemia* congelada libera rápidamente materia orgánica disuelta (MOD**)** tras la descongelación, aumenta la demanda bioquímica de oxígeno (DBO), y favorece el crecimiento de bacterias heterótrofas oportunistas, lo cual causa un mayor impacto en la calidad del agua.

Esto puede derivar en:

- Descensos de oxígeno disuelto.
- Incrementos de amonio y nitrito.
- Riesgo microbiológico en sistemas de alta densidad.

Además**, l**a ruptura de membranas celulares causada por la congelación puede facilitar la pérdida de nutrientes antes de la ingestión y reducir la eficiencia de conversión alimenticia, lo que en consecuencia genera menor eficiencia de aprovechamiento digestivo**.**

En términos prácticos, parte del alimento ofrecido no es ingerido, sino que se pierde al medio acuático.

Finalmente, **e**l uso de concentrados de *Artemia salina* preformados podría tener implicaciones en una dosificación inadecuada puesto que no puede ajustarse fácilmente una vez descongelado el concentrado. Errores de cálculo se traducen directamente en sobrealimentación o subalimentación. Esto es crítico en fases tempranas, donde los márgenes de error son reducidos.

En tal sentido, *Artemia* viva supone un problema porque consume alimento generando un ambiente competitivo con las larvas, y por su elevado metabolismo lo que aumenta la cantidad de desechos en el tanque de cultivo, entonces, Artemia concentrada y congelada es una alternativa o mecanismo que contribuye a solucionar estos problemas.

La *Artemi*a congelada en forma de concentrados debe considerarse un alimento complementario o estratégico, adecuado para situaciones de contingencia, estandarización experimental o reducción de carga operativa, pero no sustituye completamente a la *Artemia* viva en estadios larvarios tempranos.

La tabla 21 presenta de manera resumida las reglas más importantes a tener en cuenta en el manejo y uso de *Artemia* como alimento para larvas de organismos acuáticos.

Tabla 21.Reglas didácticas para la producción e incubación de Artemia (de quistes a nauplios) en larvicultura

Regla	Qué se hace (operativo)	Por qué importa (fundamento)	Recomendación práctica
Verificar calidad del lote	Estimar viabilidad (% eclosión) con una prueba pequeña antes de escalar.	La viabilidad varía por marca/procedencia; define el rendimiento real.	Ensayo con 1–2 g: ajustar f_viab y rendimiento (nauplios/g).
Cargar densidad adecuada	Incubar quistes dentro de rangos recomendados (g/L).	Cargas altas reducen O_2 y aumentan residuos; bajan eclosión.	1–5 $g \cdot L^{-1}$ con aireación fuerte (conos).
Control estricto de condiciones	Mantener temperatura, salinidad, pH, luz y O_2 en rangos óptimos.	La cinética de eclosión depende fuertemente de condiciones ambientales.	En óptimo, el pico de NA I/II suele ocurrir ~20–24 h (según lote).
Aireación y oxigenación	Asegurar mezcla constante sin zonas muertas ni sedimentación.	Evita hipoxia, mejora contacto y uniformidad de incubación.	Aireación vigorosa y continua; evitar burbujeo “violento” que dañe nauplios.
Programar por “tiempo objetivo”	Sincronizar incubación con la hora real de alimentación larvaria.	El valor nutricional y tamaño dependen del estadio (Instar I/II).	Planificar lotes para cosecha justo antes de suministrar.
Cosecha selectiva y enjuague	Separar nauplios de cascarones/quistes no eclosionados; enjuagar.	Reduce contaminación y carga orgánica al tanque larvario.	Usar luz/decantación, tamices (≈100 μm) y enjuague con agua limpia

Regla	Qué se hace (operativo)	Por qué importa (fundamento)	Recomendación práctica
Decapsulación con seguridad	Si se decapsula, aplicar protocolo con EPP y control de tiempos.	Mejora higiene y rendimiento, pero un mal manejo reduce viabilidad.	Usar EPP; controlar color y tiempo; neutralizar/enjuagar rápidamente.
Bioenriquecimiento estratégico	Enriquecer antes de suministrar (EPA/DHA, vitaminas) cuando sea necesario.	Artemia puede ser deficiente en HUFA según origen.	Aplicar enriquecimiento corto antes de la ración (según protocolo del hatchery).
Evitar exceso de orgánicos	Minimizar residuos al suministrar; controlar sobras.	Artemia muerta/congelada lixivia nutrientes y deteriora el agua.	Preferir nauplios vivos; los "bolos" usar como apoyo y controlar DBO/NH_4^+.
Redundancia operative	Mantener inventario y plan alterno de incubación.	Falla de un lote afecta directamente supervivencia y crecimiento larvario.	Tener stock de quistes, equipos listos y al menos un lote "de respaldo".

Fuente: Elaboración propia

Bioenriquecimiento de alimento para larvas y post-larvas: Dado que el perfil nutricional de los nauplios recién eclosionados puede resultar incompleto para ciertas especies, el enriquecimiento se vuelve indispensable para asegurar un equilibrio de ácidos grasos y nutrientes esenciales (Hill et al., 2020).

Dado que el perfil nutricional de los nauplios recién eclosionados puede resultar incompleto para ciertas especies, el enriquecimiento se vuelve indispensable para asegurar un equilibrio de ácidos grasos y nutrientes esenciales (Hill et al., 2020). Este proceso permite incrementar significativamente los niveles de ácidos grasos altamente insaturados, los cuales son críticos para el desarrollo inmunológico y la supervivencia durante las fases iniciales de cultivo (Anaguano-Quijia & Falquez, 2025a, 2025b). Selco o marcas comerciales similares son frecuentemente utilizadas para vehiculizar emulsiones de aceites, microalgas o levaduras que elevan la concentración de ácidos grasos poliinsaturados, como el DHA y el EPA, en los nauplios (Ramena et al., 2025). Sin embargo, este protocolo de bioenriquecimiento presenta limitaciones operativas, dado que los nauplios catabolizan de forma selectiva ciertos nutrientes críticos como los fosfolípidos y el ácido docosahexaenoico tras el proceso de absorción. Asimismo, las diferencias en la eficiencia de este proceso metabólico dependen estrechamente de la composición y la forma química de los productos de enriquecimiento empleados, los cuales pueden influir incluso en la maduración del sistema digestivo de los nauplios durante el periodo de bioencapsulación (Boglino et al., 2011). Adicionalmente, se debe considerar que los protocolos de enriquecimiento pueden inducir la autooxidación de ácidos grasos poliinsaturados, generando subproductos potencialmente tóxicos que comprometen la salud de los depredadores si no se manejan adecuadamente los niveles de antioxidantes (Galindo et al., 2024).

4.13 Consideraciones Técnicas en la Producción de Alimento Vivo

Calidad del Agua: La calidad del agua es crucial para la producción de alimento vivo. El uso de filtros adecuados, la esterilización previa del agua y el manejo del agua según el sistema empleado minimizan el riesgo de contaminación por patógenos y mejoran la calidad del alimento producido. Por ejemplo, al desconocer el comportamiento de un cultivo de una especie de microalga, podría imprevistamente ocasionar una contaminación con abundante presencia de protozoarios. Al ser proporcionados a las larvas, aumenta el riesgo a la presencia de enfermedades.

Condiciones de Luz: La luz influye en el crecimiento de organismos fotosintéticos, como las microalgas. La intensidad y duración de la luz deben ajustarse para optimizar la producción. Los sistemas cerrados permiten un control más preciso de la luz en comparación con los sistemas abiertos.

Nutrientes del Medio de Cultivo: La suplementación adecuada del medio de cultivo con nutrientes específicos, como fertilizantes de nitrógeno, fósforo y microelementos para microalgas, es esencial para mantener una producción constante y de alta calidad.

Control de Densidad: Mantener una densidad óptima en los tanques de cultivo y controlar la densidad máxima y unidad de tiempo para alcanzar la producción deseada es esencial para evitar la competencia por recursos y el colapso del sistema. Es importante realizar muestreos regulares para ajustar la densidad del cultivo.

Prevención de Contaminación: La esterilización de materiales y equipos de uso constante, la separación de lotes y el manejo adecuado de los residuos son medidas clave para evitar la contaminación. El uso de filtros UV y sistemas de ozonización puede ayudar a mantener la calidad del cultivo.

4.14 Ejercicios de Aprendizaje

Diseño de un Sistema de Producción de Microalgas: Elabore un diseño para un sistema cerrado de producción de microalgas. Describa los parámetros necesarios para optimizar la producción, incluyendo luz, nutrientes, pH y temperatura. Describa el ciclo de crecimiento estimando el tiempo requerido para el máximo crecimiento y proyecte la producción de microalgas al máximo nivel de crecimiento.

Control de Parámetros en la Producción de Alimento Vivo: Diseñe un experimento para evaluar el ciclo de cultivo de especies de microalgas y rotíferos, estime el tiempo para alcanzar la máxima concentración, y cómo cambios en la temperatura y el pH afectan la densidad y calidad de un cultivo de alimento vivo. Analice los resultados y sugiera ajustes para mejorar la eficiencia.

Control de Proceso de Decapsulación de *Artemia* y preparación de dosis a congelar: Diseñe un proceso para evaluar el proceso de decapsulación de *Artemia salina*. Analice los resultados del porcentaje de eclosión y sugiera ajustes para mejorar la eficiencia en el procedimiento practicado.

Evaluación de Calidad del Alimento Vivo: Realice un análisis comparativo entre diferentes tipos de alimento vivo (rotíferos, microalgas, *Artemia*, copépodos) en términos de su perfil nutricional, facilidad de cultivo y costo. Presente un informe con los resultados y recomendaciones. En este ensayo, puede también probar el uso de sustancias para el bioenriquecimiento de alimento vivo.

Preguntas para la reflexión de la práctica:

- ¿Qué importancia tiene la asepsia/limpieza del alimento vivo antes de suministrarlos como alimento en larvicultura de organismos acuáticos?
- ¿Cómo podría afectar un procedimiento inadecuado de preparación de alimento vivo al cultivo larvario?
- ¿Qué relación existe entre la calidad del alimento vivo suministrado y el manejo integral de un cultivo de larvas?

4.15 Síntesis del capítulo

La producción de alimento vivo constituye un proceso biológico paralelo al cultivo de las larvas. Microalgas, rotíferos y *Artemia* poseen características y métodos de producción diferentes y, por tanto, requieren estrategias particulares de cultivo, escalamiento y manejo. Su producción debe anticiparse y sincronizarse con las necesidades de las fases larvarias, pues la disponibilidad tardía o insuficiente de alimento puede limitar todo el proceso productivo.

El conocimiento de cómo producir estos organismos permite dar el siguiente paso: pasar del proceso biológico de producción del alimento vivo al dimensionamiento de la infraestructura necesaria para producirlo. Por ello, la pregunta que sigue es: si conocemos la demanda diaria de alimento vivo y sabemos cómo producirlo, ¿qué capacidad de producción necesita realmente el hatchery?

CAPÍTULO V

5 DIMENSIONAMIENTO PARA LA PRODUCCIÓN DE ALIMENTO VIVO

5.1 ¿Por qué debe interesarle este capítulo?

Un hatchery puede disponer de instalaciones adecuadas para cultivar larvas y conocer con precisión sus necesidades alimentarias, pero el sistema seguirá siendo vulnerable si la capacidad de producción de alimento vivo es inferior a la demanda generada por la población en cultivo. Por esta razón, el área de alimento vivo no debe diseñarse independientemente del área de larvicultura.

Este capítulo transforma la demanda calculada previamente en decisiones concretas de ingeniería: volumen de producción, número y tamaño de unidades, frecuencia de cosecha, capacidad instalada y márgenes de seguridad. El propósito es establecer una correspondencia entre lo que las larvas necesitan consumir y lo que el hatchery debe ser capaz de producir diariamente, evitando tanto déficits de alimento como sobredimensionamientos innecesarios.

Si conocemos cuánto alimento vivo necesitan las larvas y cómo producirlo, ¿qué volumen, número de unidades y capacidad instalada requiere el hatchery para satisfacer esa demanda?

5.2 Objetivos de Aprendizaje

Al finalizar este capítulo, el estudiante será capaz de:

Convertir la demanda diaria de alimento vivo en requerimientos de producción.

- Calcular los volúmenes necesarios para la producción de microalgas, rotíferos y *Artemia*.
- Aplicar ecuaciones de dilución, ración y balance como herramientas de dimensionamiento.
- Estimar el número y capacidad de las unidades necesarias considerando criterios operativos y márgenes de seguridad.
- Integrar el subsistema de producción de alimento vivo con el área de larvicultura dentro del diseño general del hatchery.
- Identificar posibles cuellos de botella entre la demanda larvaria y la capacidad instalada de producción de alimento.

5.3 Introducción

En este capítulo, el lector aprenderá a transformar los requerimientos biológicos de las larvas en volúmenes concretos de producción e infraestructura. Para ello, se aplicarán procedimientos de cálculo que permitirán estimar la capacidad necesaria de los sistemas de microalgas, rotíferos y Artemia, considerando la demanda diaria, el ritmo de producción, los factores de seguridad y las condiciones operativas del hatchery. De este modo, el dimensionamiento dejará de basarse en proporciones generales o en la simple imitación de instalaciones existentes y pasará a sustentarse en las necesidades reales del sistema productivo proyectado.

¿Cuántos litros de microalgas, cuántos millones de rotíferos o cuántos gramos de Artemia se necesitan para sostener una producción larvaria determinada? Responder esta pregunta con precisión constituye una condición fundamental para diseñar y planificar un hatchery acuícola. La disponibilidad de alimento vivo no solo determina la capacidad de alimentación de las larvas, sino que también condiciona la supervivencia, el crecimiento, la calidad del cultivo y la continuidad operativa del sistema. (Altaff, 2019). Por ello, una estimación deficiente de la producción de alimento vivo para un hatchery de acuicultura puede generar insuficiencias de producción, sobredimensionamiento de la infraestructura, desperdicio de recursos o interrupciones críticas en el suministro (Marchetti et al., 2011).

En capítulos previos se ha definido el volumen total de agua requerido para la larvicultura y se ha establecido la organización de los sistemas multifase. El siguiente paso en el diseño de un hatchery consiste en dimensionar la infraestructura necesaria para la producción de alimento vivo. Este componente es crítico, ya que la disponibilidad continua y estable de microalgas, rotíferos y *Artemia* condiciona directamente la supervivencia, el crecimiento y la calidad de las larvas cultivadas.

El dimensionamiento del alimento vivo debe realizarse a partir de la demanda larvaria previamente definida y en coherencia con los ritmos biológicos de crecimiento, reproducción y producción de cada organismo, así como con la capacidad operativa del hatchery. No debe establecerse “por costumbre” ni mediante la simple

imitación de otro laboratorio, porque las necesidades de alimento vivo dependen de la especie cultivada, la densidad larvaria, la supervivencia esperada, la duración de cada fase y la continuidad del suministro. Por tanto, la capacidad de producción de alimento vivo para un hatchery acuático debe calcularse con base en los requerimientos reales del sistema proyectado e incorporar márgenes de seguridad que permitan enfrentar variaciones en el consumo, pérdidas de cultivo o interrupciones operativas (Carvajal-Soriano & Ibarra-Castro, 2025). De este modo, el dimensionamiento se convierte en una decisión de ingeniería que articula la demanda biológica con los volúmenes, equipos e infraestructura necesarios para mantener una producción larvaria estable (Qiu et al., 2017).

En este capítulo, el enfoque se centrará exclusivamente en el dimensionamiento de volúmenes de agua e infraestructura, y partirá de la demanda real de alimento vivo calculada para el cultivo larvario. Se *presentarán* procedimientos cuantitativos que permitirán estimar la capacidad requerida para cada componente del sistema de alimento vivo, integrando criterios operativos, factores de seguridad y supuestos de diseño. El propósito no será describir nuevamente los protocolos de cultivo —ya desarrollados en capítulos anteriores—, sino proporcionar al lector herramientas de cálculo y planificación que le permitirán diseñar, evaluar y optimizar la capacidad instalada de producción de alimento vivo dentro de un laboratorio de larvicultura. El capítulo integrará lo desarrollado en capítulos previos, convertirá volúmenes parciales en capacidad instalada del laboratorio e introducirá el criterio de ingeniería aplicada.

5.4 Ejemplo de dimensionamiento integral de larvicultura

A continuación, se describe un ejemplo de dimensionamiento para un laboratorio de larvas con un sistema de tres fases (trifase), con una meta final de 50.000.000 larvas/PL al final del ciclo y los siguientes supuestos técnicos:

Supervivencias (S) por fase (supuesto):

S3 = 0.85

S2 = 0.80

S1 = 0.70

Densidades (D) por fase (supuesto):

D3 = 100 org/L

D2 = 150 org/L

D1 = 250 org/L

Cálculo hacia atrás de la población (N) por fase:

N3 = 50,0 M

N2 = N3/S3 = 58,82 M

N1 = N2/S2 = 73,53 M

N0 = N1/S1 = 98.04 M

Volúmenes operativos por fase:

$$V3 = N3/D3 = 50.0M/100 = 500.000\ L$$

$V2 = N2/D2 = 58.82M/150 = 392.157\ L$

$V1 = N\ 1/D1 = 73.53M/250 = 294.118\ L$

Estos V1,V2,V3 son el "motor**"** central del cultivo acuático, puesto que todo el alimento vivo se dimensiona para sostener esos volúmenes y poblaciones

5.5 Dimensionamiento del módulo de microalgas

El propósito de este procedimiento de cálculo es determinar el volumen diario de producción de microalgas y la capacidad instalada necesaria para sostener tanto la alimentación directa de las larvas como la alimentación indirecta mediante rotíferos o *Artemia*. Asimismo, permite establecer el volumen total de cultivo requerido y definir el número y el tamaño de los reactores, las bolsas y los tanques destinados al cultivo algal. Para realizar este dimensionamiento, es necesario integrar la demanda diaria del hatchery, la cual puede variar considerablemente desde los estadios tempranos hasta las fases de postlarva o juvenil (Robert & Trintignac, 1997).

La estimación del volumen teórico requerido debe considerar la densidad celular, las tasas de dilución del sistema de cultivo y la productividad volumétrica del fotobiorreactor seleccionado, en función del flujo de luz incidente y de las condiciones de cultivo

(Loubière et al., 2008). A su vez, la productividad del fotobiorreactor depende de la tecnología empleada. Entre las alternativas disponibles se encuentran las columnas de burbujeo y los fotobiorreactores tubulares, que pueden operar con iluminación artificial o solar y cuyas características influyen directamente en los costos operativos (Huang et al., 2017).

El procedimiento de cálculo para el dimensionamiento de microalgas se consigue mediante la definición de la demanda de microalgas en el laboratorio larvario, la definición de la concentración del cultivo stock, y la incorporación de pérdidas operativas. Este balance de masas debe integrar variables críticas como la productividad volumétrica específica, la cual está intrínsecamente ligada al diseño del reactor, el flujo lumínico incidente y las tasas de dilución seleccionadas (Loubière et al., 2008). Resulta imperativo recordar que el escalado de estos sistemas desde el nivel de laboratorio a escala comercial constituye principalmente un desafío de ingeniería, donde factores como la transferencia de gases, el control de temperatura y la turbulencia determinan la viabilidad del diseño. En este contexto, la implementación de fotobiorreactores cerrados ofrece un control más riguroso de las condiciones de cultivo y una mayor productividad de biomasa en comparación con los sistemas abiertos, aunque conlleva una inversión inicial significativamente superior (Anjos & Xavier, 2012). Por lo tanto, la elección entre sistemas cerrados y abiertos debe basarse en un análisis técnico-económico que evalúe la eficiencia de la biomasa producida frente a los costos operativos y de mantenimiento a largo plazo (Oostlander et al., 2020).

Definición de la demanda diaria de microalgas

De acuerdo a lo revisado en previos capítulos, la demanda de microalgas puede provenir de la cantidad de algas proyectada para las larvas (densidad objetivo en el tanque larvario), y/o de la densidad de algas proyectada para sostener a los rotíferos.

Para alimentación directa:

$$D_{algas} = C_{objetivo}.V_{larvas}$$

donde:

$C_{objetivo}$ = concentración deseada (cel·mL^{-1}),

V_{larvas} = volumen total de agua en larvicultura (mL).

Definición de la concentración del cultivo stock

La definición de la concentración del cultivo stock se basa en la máxima concentración que se ha obtenido en los cultivos de microalgas. Este valor depende del sistema de cultivo algal definido en el Capítulo 4.

C_{stock} = concentración del cultivo madre o de producción (cel·mL^{-1})

Cálculo del volumen diario de microalgas requerido

Habiendo definido tanto la demanda de microalgas como la concentración del cultivo stock, y usando el principio de dilución se obtiene:

$$V_{algas} = \frac{C_{objetivo} \cdot V_{larvas}}{C_{stock}}$$

Este valor representa el volumen diario de cultivo algal que debe producirse.

Incorporación de pérdidas operativas

Para seguridad, es importante definir un coeficiente de pérdida:

K_loss = fracción diaria de pérdida (Sea por decantación, manejo, mortalidad).

$$Valga_{real} = \frac{V_{algas}}{1 - K_{loss}}$$

Dimensionar la capacidad instalada

Si el sistema algal opera en régimen estacionario el volumen instalado de algas está en función del volumen real de algas y la fracción que se cosecha diariamente:

$$Vinst\ alga \geq \frac{Valgas\ real}{r}$$

Donde: r = fracción cosechada diariamente (ej. 0.3–0.5).

Ejemplo de cálculo microalgas (demanda directa + demanda por rotíferos)

El supuesto de diseño para microalgas indica que se proyecta una concentración objetivo en tanques larvarios (fase 1):

C_{obj} = 80.000 cel/mL

Concentración del cultivo stock:

C_{stock} = 5.000.000 cel/mL

Pérdidas/consumo equivalente diario (sedimentación + consumo): k_{loss} = 0,30

Demanda diaria para "sembrar/mantener" fase 1 (microalgas directas)

Convertimos volumen larvario a mL:

V1=294,118 L = 294,118,000 mL

Volumen de microalgas requerido por dilución:

$$V_{algas} = \frac{C_{objetivo} . V_{larvas}}{C_{stock}}$$

$$V_{algas} = \frac{80.000 \,.\, 294.118.000}{5.000.000}, 7$$

R = 4.706.000 mL = 4.706 L/d[1]

Ajuste por pérdidas:

$$V_{alga}real = \frac{Valgas}{1 - Kloss}$$

$$V_{alga}real = \frac{4.706}{0{,}70}$$

Resultado microalgas directas (fase 1) es 6.726 L/d[1] de cultivo stock.

5.6 Dimensionamiento del módulo de rotíferos

El propósito en esta sección es determinar la capacidad instalada necesaria para la producción de rotíferos y la demanda asociada de microalgas, en función de los requerimientos de alimentación larvaria. Este procedimiento permite calcular el volumen diario de producción de rotíferos, establecer el número de tanques necesarios y estimar la demanda adicional de microalgas. Para lograr un dimensionamiento preciso, se deben integrar parámetros biológicos clave como las tasas de ingestión, la eficacia de transferencia nutricional entre el fitoplancton y el rotífero, y los ciclos específicos de replicación bajo condiciones controladas de cultivo. Asimismo, es fundamental considerar la densidad de siembra y la tasa de cosecha diaria, las cuales determinarán la configuración final de la infraestructura de cultivo necesaria para garantizar un suministro ininterrumpido de biomasa zooplanctónica. (Collazos-Lasso et al., 2022). En algún caso, se puede incorporar factores de redundancia en el diseño del sistema de producción de zooplancton para mitigar el impacto de posibles colapsos poblacionales, garantizando así la estabilidad del suministro ante fluctuaciones imprevistas en la demanda larvaria (Legrand et al., 2021). A tal efecto, el dimensionamiento debe prever la implementación de unidades de cultivo replicadas que permitan una rotación constante y una desinfección periódica de los tanques, reduciendo el riesgo de

contaminación cruzada y optimizando la calidad nutricional de la biomasa obtenida (Díaz et al., 2024; Qin et al., 2023).

Definición de la demanda diaria de rotíferos

La demanda diaria de rotíferos (R_{rot}) en un hatchery se puede definir como la cantidad total de rotíferos vivos que deben producirse o estar disponibles cada día para mantener una concentración alimenticia adecuada para las larvas, según el criterio operativo elegido. El criterio alimenticio se ha descrito en previos capítulos alimentación como a) por volumetría (se basa en cuantos rotíferos hay que mantener en un volumen de agua), b) por número de individuos (se basa en cuantas larvas hay que alimentar) o, c) por biomasa (se basa en la biomasa total de larvas y la ración alimenticia diaria).

En larvicultura práctica, el método más usado es el volumétrico, porque permite mantener una densidad constante de alimento vivo en el tanque (D_{rot}).

Drot = densidad operativa del cultivo (rot·mL^{-1}).

Cálculo del volumen de cultivo de rotíferos

$$V_{rot} = \frac{R_{rot}}{D_{rot}}$$

Este volumen representa la capacidad diaria necesaria requerida

Incorporación del factor de seguridad

$V_{rot,seg} = V_{rot} \cdot (1+F)$

donde F suele variar entre 0.15 y 0.30.

Dimensionamiento de los tanques de rotíferos

Seleccionar volumen unitario:

T_{rot} = capacidad del tanque (L).

$$N_{rot} = \frac{V_{rot} seg}{T_{rot}}$$

Calcular demanda indirecta de microalgas

Dado que los rotíferos requieren microalgas para su sostenimiento, es necesario determinar la demanda de algas.

Si el consumo específico es:

$Qalga = cel \cdot rot^{-1} \cdot día^{-1}$,

entonces:

$D_{alg,rot} = R_{rot} \cdot q_{alg}$

Este valor se suma a la demanda algal previamente calculada.

Rotíferos: Desde la demanda larvaria hacia volumenes de produccion y a la demanda de microalgas.

En este ejemplo, los rotíferos se usan en la fase 2 como presa principal (modelo típico en larvicultura de peces marinos). Si tu especie objetivo usa menos rotíferos, se ajusta la ración.

Supuestos de diseño para rotíferos:

Ración diaria por larva durante fase 2 (promedio del ciclo): r_{rot} = 100 rotíferos/larva/día*)*

Larvas en fase 2: = 58,82 M

Densidad de cultivo de rotíferos (producción): $D_{rot,prod}$ = 500 rot/mL

Factor de seguridad: F = 0,20

Demanda diaria total de rotíferos:

$R_{rot} = N2 \cdot r_{rot} = 58{,}82 \times 10^6 \cdot 100 = 5{,}882 \times 10^9$ rot/dıa

Volumen diario de cultivo de rotíferos requerido

$$V_{rot} = \frac{R_{rot}}{D_{rot}}$$

$$V_{rot} = \frac{58.82 \times 1000000}{500}$$

$=1.1764 \times 10^7$ mL =

11,764 L/dia

Con aplicación de factor de seguridad:

$V_{rot,seg} = V_{rot} (1+F) = 11,764(1.2) =$ 14,117 L/día

Resultado: extraer 14.100 L/d^{-1} del cultivo de rotíferos cuya concentración es de 500 rotíferos/ml.

Microalgas necesarias para sostener rotíferos (demanda indirecta)

Supuesto de consumo algal específico:

q_alg = 5.000 cel/rot/día *(parámetro didáctico; depende del alimento usado)*

Demanda diaria de células:

D_alg,rot = Rrot·q_alg = 5.882×109·5.000 =2.941×10^{13} cel/dia

Volumen de cultivo stock equivalente:

$$V_{algal}rot = \frac{D_{algal}rot}{C_{stock}}$$

$$V_{rot} = \frac{2.941 \times 10\ (13)}{5\ 10\ (6)}$$

$5.882\ .\ 10^6$ mL =$.882\times10^6$ mL = 5,882 L/dia

Ajuste por pérdidas (k_loss = 0.30):

$$V_{algal}rot\ real\ = \frac{5{,}882}{0.70}$$

Resultado microalgas para rotíferos: ≈ 8,400 L/día (stock).

Procedimiento de cálculo para el dimensionamiento del módulo de Artemia

El propósito es dimensionar la infraestructura de eclosión de Artemia a partir de la demanda diaria de nauplios. Este procedimiento permite determinad el consumo diario de quistes (g·día^{-1}), el volumen total de incubación requerido (L), y el número de conos/tanques de Artemia instalados.

5.7 Definición de la demanda diaria

La demanda diaria de nauplios de Artemia proviene desde el plan de alimentación:

N_$_{NA}$=nauplios requeridos\dia^{-1}

Definición del rendimiento del quiste

Se requiere seleccionar el nivel de rendimiento de los quistes adquiridos, lo cual es determinado por ensayos previamente revisados en capítulo 4.

E = eficiencia de eclosión (0–1),

Y = rendimiento nominal (nauplios·g^{-1} de quiste).

Cálculo de quistes requeridos por día

$$Q_{quistes} = \frac{N_{NA}}{Y_{real}}$$

Cálculo volumen de incubación

$$V_{inc} = \frac{Q_{quistes}}{dq}$$

Definición de la densidad de incubación

Se requiere seleccionar la carga de quistes en gramos por volumen de agua. Generalmente se usa lo que recomienda la marca de arteria adquirida.

dq = carga de quistes ($g \cdot L^{-1}$)

Dimensionar conos o tanques de eclosión

Definir volumen unitario:

T_inc= volumen del cono (L).

$$n\ inc\ = \frac{Vinc}{Tinc}$$

Incorporar redundancia operativa

Aplicar un factor R (>1)

N inc total = n inc·R

$$n\ inc\ total = \ n\ inc\ .R$$

Ejemplo de cálculo de Artemia Nauplios requeridos me da el número de quistes/día y este valor me lleva al volumen de incubación, con lo cual alcanzo a conocer el número de conos.

Supuestos de diseño para Artemia

Ración diaria por larva en fase 3:

r_{NA} = 40 nauplios/larva/día *(realista para fase avanzada)*

Larvas en fase 3: N3 = 50.0 M

Rendimiento nominal del quiste: Y = 250,000 nauplios/g

Eficiencia real de eclosión: E = 0.80

Carga de incubación: dq = 2 g/L

Seguridad: F = 0.20

Demanda diaria de nauplios:

$N_{NA} = N3 \cdot r_{NA} = 50\times10^{6} \cdot 40 = 2.0\times10^{9}$ nauplios/d^{-1}

Rendimiento real y quistes requeridos

$Y_{real} = Y\cdot E = 250{,}000\cdot0.80 = 200{,}000$ nauplios/g

$$Qquistes\ = \frac{NNA}{Y\ real}$$

Qquistes=2.0×10^9 / 200,000 = 10,000 g/dia^{-1} = 10 $kg/^{-1}$

Con aplicación de factor de seguridad:

Qquistes,seg = 10 · 1.2 = 12 kg/d^{1-}

Volumen de incubación requerido

$$V_{inc} = \frac{Qquistes}{dq}$$

V_inc = Q_quistes,segdq = 12,000 g / 2 g/L=6,000 L de incubación

Si se usa conos de 200 L:

N_inc = 6,000/200 = 30 conos inc

Al final se obtiene la demanda y dimensionamiento de alimento vivo ara una producción de larvas (Tabla 22)

Tabla 22.Demanda y dimensionamiento para alimento vivo

Componente	**Base larvaria**	**Parámetro de diseño**	**Resultado diario (producción)**	**Implicación de infraestructura**
Larvicultura	Pfinal=50M	Si, Di	(V1=294k) L (V2=392k) L (V3=500k) L	Tanques por fase (Cap. 6)
Microalgas directas	V1	$C_{_obj}$=80k, C_stock=5M k_{loss}=0.30	6.700 L/d^{-1}	Capacidad algal > la demanda

Componente	Base larvaria	Parámetro de diseño	Resultado diario (producción)	Implicación de infraestructura
Rotíferos	N2=58.82M	R_{rot}=100, D_rot=500, F=0.20	14.100 L/d^{-1}	Tanques rotíferos (p.ej. 2,000 L)
Microalgas para rotíferos	R_{rot}	Q_{alg}=5,000 k_{loss}=0.30	8.400 L/d^{-1}	Sumar a microalgas directas
Artemia	N3=50M	R_{NA}=40, Y=250k, E=0.8, dq=2, F=0.2	12 kg/d^{-1}	30 conos de 200 L

Fuente: Elaboración propia

La demanda de alimento vivo analizada hasta este punto se define en función de la cantidad de alimento que puede ingerir cada organismo, de la biomasa que se debe alimentar o del volumen de agua que se debe atender. Aunque la fórmula de cálculo sea similar, la variable más importante no es el número de organismos, sino la biomasa nutritiva disponible. Por consiguiente, el dimensionamiento de las instalaciones debe priorizar la optimización de la tasa de conversión nutricional, ajustando el suministro de rotíferos y microalgas a los requerimientos metabólicos específicos de cada estadio larvario. (Adarme-Vega et al., 2012)Para asegurar esta eficiencia, la arquitectura del hatchery debe integrar sistemas automatizados de monitoreo en tiempo real que ajusten dinámicamente el suministro en función de la biomasa total estimada en cada unidad de cultivo (Hamre et al., 2013). Asimismo, la integración de protocolos de bioseguridad mediante sistemas de recirculación independientes permite minimizar la propagación de

patógenos, asegurando que la calidad sanitaria del alimento vivo cumpla con los estándares exigidos para el cultivo intensivo de especies de alto valor comercial (Schryver & Vadstein, 2014).

Un nauplio de Artemia puede equivaler nutricionalmente a varios rotíferos.

Un nauplio de copépodo puede aportar más DHA que varios nauplios de Artemia no enriquecidos.

Por ello, desde una perspectiva moderna de diseño de hatcheries, se recomienda agregar la expresión de la demanda en tres niveles simultáneamente:

Tabla 23.Tabla de Niveles

Nivel	**Unidad**
Operativo	Individuos/mL
Productivo	Individuos/Día
Nutricional	Mg Peso Seco o Mg Proteína/Día

Fuente: Elaboración propia

La aproximación nutricional es especialmente útil para especies de alto valor como camarones peneidos, peces marinos, porque permite comparar objetivamente rotíferos, copépodos, Artemia y otros alimentos vivos bajo una misma base nutricional. En conclusión, el alimento vivo no debería planificarse solo por número de organismos, sino por la cantidad de biomasa y nutrientes esenciales (proteína, lípidos, DHA, EPA y energía) que aporta a las larvas.(Conceição et al., 2009; Hamre et al., 2013) Por consiguiente,

el diseño de la infraestructura debe incorporar una matriz de decisión técnica que pondere la composición bioquímica de las presas, permitiendo así una formulación de dietas vivas optimizada según los perfiles de ácidos grasos y aminoácidos requeridos por la especie en cultivo.(Glencross, 2009)

5.8 Supuestos y buenas prácticas

Para que el cálculo de volúmenes de alimento vivo funcione en la vida real, es necesario considerar lo siguiente:

- **Mezcla homogénea del sistema de cultivo**: se requiere mantener una aireación suave pero muy homogénea para distribuir el alimento vivo.

- **Unidades consistentes en los cálculos**: en los cálculos convertir siempre L a mL lo cual ayudara a evitar errores de orden de magnitud.

- **Conteo confiable:** ejecutar de manera corriente conteo de alimento vivo con el uso de un hemocitómetro (fitoplancton) o una cámara Sedwick Rafter (zooplancton). Ejecutar al menos 3 conteos con cálculo de desviación estándar.

- **Pérdidas reales**: el sistema tiene siempre perdidas de alimento vivo por varias causas tales como la sedimentación o mortalidad natural, el consumo y la floculación que puede ocurrir en caso de microalgas, lo cual debe considerarse e interpretarse de manera adecuada en el manejo del sistema de cultivo. Si se observa caídas rápidas de C, es necesario

tomar medidas rápidas de mitigación como por ejemplo incorporar un factor de seguridad (p. ej., +10–30%) en los cálculos.

- **Compatibilidad**: En los procesos de manejo e volúmenes de alimentación se debe ajustar la salinidad, pH y temperatura del inóculo para evitar choques osmóticos entre los dos compartimientos de agua.

- **Estrategia por especie**: el objetivo C^2 y la ración r dependen de la especie larval y del tamaño/forma del alimento vivo (captura y filtración). Por tanto, es necesario sostener registros de conteo de microalgas para calibrar tus metas de C^2 y r.

- **Monitoreo**: verifica C cada 15–30 min tras la adición y otra vez a 2–4 h para conocer la funcionalidad del sistema y con ese aprendizaje entender la dinámica de pérdidas (k^{loss}) y ajustar la planificación.

5.9 Síntesis del capítulo

Dimensionar la producción de alimento vivo significa convertir una necesidad biológica en capacidad instalada. La demanda diaria calculada a partir del cultivo larvario determina cuánto alimento debe producirse; las concentraciones alcanzables y rendimientos de cada cultivo determinan los volúmenes necesarios; y estos volúmenes permiten establecer el número y tamaño de las unidades de producción. Los márgenes de seguridad complementan este

cálculo para responder a variaciones en el consumo, pérdidas de cultivos o contingencias operativas.

Al llegar a este punto, el hatchery ha sido dimensionado desde dos componentes fundamentales: la población larvaria y el alimento necesario para sostenerla. Falta integrar estas variables en el tiempo. La pregunta final será entonces: ¿cómo organizar diariamente la población, los volúmenes, la alimentación y las operaciones para convertir el diseño en un proceso productivo controlable?

CAPÍTULO VI

6 PLANIFICACIÓN Y CONTROL DEL CULTIVO DE LARVAS

6.1 ¿Por qué debe interesarle este capítulo?

Diseñar correctamente un hatchery y calcular sus requerimientos no garantiza por sí mismo el éxito del cultivo. Durante la operación diaria cambian la población, el estadio de desarrollo, el volumen utilizado, la densidad, la alimentación y las necesidades de manejo. Estas variables deben organizarse en el tiempo para que las decisiones tomadas durante el diseño puedan convertirse en acciones concretas y verificables.

Este capítulo integra los conocimientos desarrollados a lo largo del libro en herramientas de planificación y control. Las metas de producción, supervivencias, densidades, volúmenes y requerimientos alimentarios se organizan mediante tablas de inputs, planes diarios, tablas de alimentación, bitácoras y listas de verificación. De esta manera, el diseño deja de ser una representación estática de instalaciones y se convierte en un modelo operativo del ciclo de producción larvaria.

Pregunta orientadora del capítulo: ¿Cómo integrar la población, los volúmenes, la alimentación y las operaciones diarias en un plan de producción que permita ejecutar, registrar y controlar el cultivo larvario?

Objetivos de Aprendizaje

Al finalizar este capítulo, los estudiantes serán capaces de:

- Integrar en un mismo modelo de planificación las principales variables biológicas productivas y operativas desarrolladas en los capítulos anteriores.

- Construir una tabla de inputs que reúna los supuestos y parámetros fundamentales del sistema de producción.

- Elaborar planes diarios de cultivo considerando población, supervivencia, fase de desarrollo, densidad, volumen y alimentación.

- Organizar y ajustar las cantidades de alimento requeridas durante las diferentes fases larvarias y postlarvarias.

- Utilizar bitácoras y listas de verificación para registrar y controlar las principales operaciones del cultivo.

- Analizar la información generada durante el proceso y utilizarla como apoyo para la toma de decisiones y el ajuste del modelo productive.

6.2 Introducción

En la larvicultura, los cálculos de diseño adquieren verdadero valor operativo cuando se transforman en herramientas para la planificación y el seguimiento diario del cultivo. Un hatchery no fracasa necesariamente por carecer de tablas de control, sino porque las necesidades biológicas de las larvas cambian con mayor rapidez

que la capacidad del sistema para anticiparlas y responder de manera oportuna. Por ello, planificar no consiste únicamente en registrar lo que ocurre, sino en asegurar que cada actividad, recurso y ajuste se programe antes de que sea necesario, y no después de que surja el problema.(Duchek, 2019). En acuicultura, esta anticipación es esencial para coordinar la alimentación, el uso del agua, la disponibilidad de personal y el manejo de los organismos en cada etapa del desarrollo(Boyd et al., 2020). En este contexto, resulta necesario emplear un mecanismo que permita analizar y proyectar, día a día, las actividades previstas durante el proceso productivo. En larvicultura, las tablas de control cumplen esta función al integrar la información biológica y operativa del cultivo, anticipar requerimientos, orientar la toma de decisiones y detectar desviaciones antes de que comprometan el desempeño del sistema.

En un hatchery de acuicultura, la planificación operativa constituye, por tanto, el puente entre el diseño teórico y su funcionamiento real. Una vez definidos los volúmenes de agua, la organización por fases y las cantidades de alimento requeridas, resulta indispensable contar con herramientas que permitan ordenar la información, anticipar necesidades y ajustar el manejo día a día. Sin este seguimiento, los cálculos permanecen como estimaciones estáticas y pueden perder utilidad frente a los cambios en el crecimiento, la supervivencia, el consumo de alimento y las condiciones del sistema. Las tablas de planificación y control permiten convertir esas estimaciones en un proceso dinámico de monitoreo y toma de decisiones, reduciendo la posibilidad de que los problemas se detecten únicamente cuando ya han comprometido el desempeño del cultivo.

En este capítulo, el estudiante aprenderá a construir sus propias tablas de planificación y control mediante hojas de cálculo, a partir de los principios desarrollados en capítulos previos. Estas herramientas son esenciales porque permiten transformar los cálculos de diseño en decisiones operativas concretas: qué actividad realizar, cuándo ejecutarla, qué recursos se requieren y cómo responder ante posibles desviaciones del cultivo. El objetivo no es replicar un formato único, sino comprender la lógica que subyace a cada tabla y adaptarla al modelo de cultivo elegido, a las características de los organismos y a las condiciones específicas del hatchery.

El capítulo presenta un enfoque práctico para la planificación y el control del cultivo larvario y postlarvario, utilizando hojas de cálculo como herramientas centrales de gestión. Mediante tablas estructuradas, se integran datos biológicos, parámetros de alimentación y variables operativas, lo que permite al acuicultor proyectar escenarios, anticipar requerimientos y tomar decisiones informadas durante el desarrollo del cultivo. A partir del sistema de cultivo y del modelo seleccionados, el estudiante elaborará tablas de planificación y control adaptadas a las características de su proyecto.

El objetivo no es redefinir los cálculos de diseño desarrollados en capítulos previos, sino convertirlos en herramientas operativas que faciliten el seguimiento continuo del sistema productivo y la detección temprana de desviaciones.

Para lograrlo, se abordará la integración de límites críticos y parámetros de calidad, estableciendo rangos operativos que permitan implementar un sistema de alerta temprana ante posibles riesgos biológicos (Ávila et al., 2023). Ejemplos de estas tablas pueden encontrarse en documentos elaborados por casas comerciales de alimentos para larvicultura, como Skretting e INVE. Sin embargo, existen pocas referencias de carácter académico orientadas a instruir a los estudiantes en la elaboración de sus propias tablas de alimentación para el cultivo larvario. Esta carencia formativa subraya la necesidad de que los estudiantes aprendan a modelar sus propios protocolos basándose en datos biológicos y perspectivas de producción, pasando de una gestión reactiva a una proactiva (Figueiredo et al., 2007). Asimismo, la incorporación de modelos de aprendizaje profundo y herramientas de inteligencia artificial representa una frontera tecnológica que permite automatizar las tqablas de control, el análisis de variables fisicoquímicas críticas, optimizando así la precisión en la evaluación de la salud larvaria (Guaranda, 2024; Lombana, 2025). De esta manera, el estudiante no solo adquiere destreza técnica en el uso de herramientas digitales, sino que también integra criterios de sostenibilidad y eficiencia operativa fundamentales para la acuicultura moderna (Hernández et al., 2025; Roy et al., 2024). Para complementar esta formación, resulta vital familiarizarse con los modelos de simulación a escala de granja, los cuales permiten cuantificar flujos económicos y biomasa, traduciendo variables complejas en predicciones más precisas sobre la sostenibilidad del sistema (Chary et al., 2022). Además, esta es una base para la

integración de tecnologías emergentes como la visión artificial y el análisis acústico ofrece una oportunidad única para avanzar hacia la denominada "Acuicultura 4.0", permitiendo un monitoreo no invasivo que reduce significativamente el desperdicio de insumos y mejora la precisión en la evaluación de la biomasa (Cláudio et al., 2025; Yang et al., 2025). En conclusión, este capítulo proporciona una base formativa coherente con los capítulos previos para que el estudiante construya tablas de planificación y control adaptadas a las estrategias de alimentación y a los parámetros específicos del cultivo. Estas herramientas permiten transformar los cálculos de diseño del sistema productivo en decisiones operativas concretas, al organizar las actividades, anticipar los requerimientos de recursos, establecer rangos de control y detectar oportunamente posibles desviaciones. De este modo, la planificación deja de ser un ejercicio estático y se convierte en un proceso dinámico de seguimiento, evaluación y ajuste, esencial para mejorar la eficiencia, la sostenibilidad y el desempeño del cultivo larvario y postlarvario.

6.3 Configuración básica de la información y tablas

Se recuerda que para planificar el cultivo se debe haber definido previamente el sistema de cultivo, el método de cultivo, el método de alimentación y la estrategia – frecuencia de alimentación tal como ha sido descrito en previos capítulos.

- **Definir el método de cultivo:** El método de cultivo debe ser definido para proyectar los aspectos generales que rigen un cultivo larvario

- **Definir el método de alimentación:** El método de alimentación debe ser definido para establecer la estrategia de alimentación que se va a utilizar.

- **Frecuencia de Alimentación y Monitoreo:** La alimentación debe seguir un cronograma riguroso, adaptado a las necesidades de cada fase larvaria.

- **Datos de Alimentación**: Se proyectan necesidades de microalgas y zooplancton, con cálculos detallados del volumen de alimento requerido para cada estadio.

- **Plan de producción:** El resultado es el diseño y uso de hojas de cálculo facilita la proyección de necesidades diarias, ajustando cantidades en función de la población y el estado de desarrollo.

6.4 Tabla de Inputs del sistema

Todo plan operativo parte de supuestos explícitos, los cuales son resumidos en una tabla de inputs del sistema. La tabla de *inputs* reúne los parámetros biológicos y operativos que definen el escenario de cultivo. Es importante indicar que si estos valores no están claramente definidos, cualquier planificación posterior carece de coherencia.

El objetivo de la tabla inputs del sistema busca que el acuicultor identifique con claridad las variables que condicionan el cultivo, lo cual le permitirá analizar cuáles son decisiones técnicas a tomar, e identificar y cuáles valores pueden variar entre diferentes corridas.

Para empezar, se crea una hoja de cálculo denominada “Inputs del sistema” y se registra en filas los parámetros clave del cultivo. Es importante resaltar que los datos que el usuario utilizara en su proyecto pueden surgir de diferentes fuentes:

- valores definidos por el diseño,
- valores asumidos por criterio técnico,
- valores provenientes de bibliografía o experiencia previa.

Así mismo, es importante señalar que todos los cálculos posteriores deberán referenciar esta tabla.

Tabla 24.Inputs del sistema para proyectar un cultivo de larvas de P vannamei con proyección a producir 20.000.000 de PLs. Se describen datos de base para planificar el cultivo de larvas.

Parámetro	**Valor**	**Unidad**
Producción final objetivo	50’000.000	PL
Duración total del ciclo	18	Días
Modelo de cultivo	Trifásico	–
Supervivencia fase 1 (N–Z)	0,70	–
Supervivencia fase 2 (Mysis)	0,80	–
Supervivencia fase 3 (PL)	0,85	–
Volumen operativo fase 1	294.118	L
Volumen operativo fase 2	392.157	L
Volumen operativo fase 3	500.000	L
Ración de rotíferos	80	rot/larva/día
Ración de *Artemia*	30	nauplios/larva/día

Fuente: Elaboración propia

6.5 Tabla de planificación diaria por fase (Plan diario)

El cultivo larvario es un proceso dinámico: la población cambia día a día debido a la supervivencia, y con ella cambian las necesidades de alimento y manejo. El plan diario permite anticipar estos cambios, en lugar de reaccionar de forma improvisada. El plan debe construirse antes de iniciar el cultivo.

El Objetivo de la elaboración de la tabla de planificación diaria es que el acuicultor proyecte la evolución diaria de la población cultivada, traduzca la población en requerimientos de alimento, y estructure el cultivo por fases operativas.

Para operativizar esta tabla se debe crear una hoja denominada "Plan diario de cultivo", organizar las filas por día de cultivo e incluya columnas que representen: fase y estadio, población inicial y final, alimento diario requerido. Siempre utilizar las supervivencias definidas en la tabla de *inputs*.

Tabla 25.Ejemplo de tabla que surge a partir de inputs del sistema

Día	Fase	Estadio	Población inicio	Rotíferos requeridos (L/día)
1	Fase 1	Z1	98'039216	Valor a calcular
1	Fase 2	M1	73'529412	Valor a calcular
1	Fase 3	PL1	58'823529	Valor a calcular

Fuente: Elaboración propia

6.6 Configuración avanzada de las tablas de control

Utilizando la herramienta de planificación excel, se elabora una hoja de cálculo con descripción de columnas y filas para el ordenamiento de la información más importante que permitirá desarrollar el plan de larvicultura.

La hoja de cálculo tiene secciones principales. En primera instancia se describen los datos generales del sistema de cultivo tales como día, estadio, volumen de agua, densidad y supervivencia. Luego se procede con los datos de alimentación tanto para el manejo de los diferentes tipos de alimento a utilizar. Finalmente, se puede incluir la descripción dedicada al alimento exógeno. Todos los parámetros del plan serán descritos en cada una de las columnas de la hoja electrónica. Luego en las filas según los días de duración del cultivo se van realizando los cálculos correspondientes acorde al tiempo de duración del cultivo. Es importante indicar que la hoja de cálculo no sustituye la observación biológica, sino que permite organizarla, analizarla y convertirla en decisiones operativas

La precisión de la información biológica es fundamental para el manejo exitoso del cultivo. Estos datos incluyen:

Tiempo de duración del Cultivo: Periodo que abarca desde la fase de nauplio hasta la post-larva, con una proyección detallada de días específicos para cada estadio.

Volumen Operativo: Se define el volumen necesario para cada etapa, incluyendo los incrementos y recambios.

Fases de Desarrollo: Descripción de las fases larvarias, desde nauplio hasta post-larva de 10 días.

Supervivencia Proyectada: Estimación de la supervivencia diaria, ajustada según las condiciones del cultivo.

- **Población Total**: Una actualización diaria basada en la supervivencia proyectada.

- **Peso de la Larva**: Registro del peso por fase y estadio, usando datos bibliográficos o estimaciones prácticas. El eso referido debe ser eso húmedo de la larva.

- **Biomasa**: Cálculo de la biomasa total en el tanque para cada día de cultivo. Se determina multiplicando el peso seco de la larva por la población en el tanque, aplicando la fórmula adecuada para cada fase.

6.7 Configuración de alimentación con microalgas

Tal como ha sido revisado previamente, la alimentación de las larvas debe ser proyectada acorde a la especie que se va a cultivar, sus necesidades, y otros parámetros biológicos. En general, se producen en separado cultivos puros de *Chaetoceros sp* y *Tetraselmis sp*, las cuales son enviadas mediante bombeo a los tanques s de larvicultura. Para *P vannamei*, en cultivos con densidades de 80 a 100 /L la cantidad de algas esta alrededor de 100.000 cel/ml/d. Estos datos deben ser organizados en una hoja de cálculo Excel descritos en diferentes columnas**.** Siguiendo la utilización de la hoja electrónica Excel, a continuación, se describe la secuencia de columnas que se

van a elaborar para planificar la alimentación de las larvas con diferentes especies.

- Columna para *Chaetoceros sp.*: muestra la concentración de *Chaetoceros sp.* (cel/ml) necesaria para alimentar en los distintos estadios larvarios, desde la transición N5-Z1 hasta el estadio que el acuicultor requiera.

- Columna del Volumen requerido de *Chaetoceros sp.*: en secuencia a la previa columna, se calcula y describe el volumen de *Chaetoceros sp*. (L) que va a requerirse para alimentar la población de larvas que se sostiene. Para calcular el volumen de *Chaetoceros sp.* Que se necesita, se utiliza la formula:

$$VRA\ (L) = \frac{CAR\ \left(\frac{cel}{ml}\right) x\ VCL\ (L)}{CA\ \left(\frac{cel}{ml}\right)}$$

  - VRA es el volumen requerido de microalgas para alimentar al proceso de larvicultura. Se considera que las microalgas son obtenidas en cultivos puros y ofrecidas en forma líquida para la alimentación de larvas.

  - CAR es la concentración de microalgas requeridas para alimentar a las larvas

  - VCL es el volumen de cultivo de larvas

- CA es la concentración de microalgas en cultivo masivo algal

Como se puede apreciar, la fórmula es aplicable de manera específica para el tanque de cultivo y esta enlazada a la columna previa que define la concentración de microalgas que se requiere diariamente, pudiendo el acuicultor hacer los ajustes diarios necesarios según la naturaleza del cultivo. Utilizando la formula, de manera sucesiva se debe calcular el volumen de microalgas que se requiere hasta alcanzar el estadio final al cual se le va a aplicar este tipo de alimento. Estos cálculos se repiten hacia abajo marcando las filas según como corresponda.

A continuación, en la tabla, se aplicará el mismo esquema incluyendo otro tipo de microalgas como por ejemplo *Thalassiosira sp, Tetraselmis sp, Dunalliela sp,* etc, según la decisión del acuicultor para utilizar una variedad de especies para el cultivo. De los cálculos realizados, realice todas las conversiones necesarias para las expresiones de volúmenes o pesos finales.

La tabla describe la etapa de desarrollo larval, la concentración de la especie de microalga deseada al día de cultivo y el volumen calculado de microalgas que se requieren para alimentar. La organización de esta tabla permite controlar la coherencia diaria entre población, biomasa y alimentación Tabla 26.

Tabla 26.Planificación de alimento a suministrar en base microalgas para la fase Zoea de desarrollo en P vannamei.

Día	**Estadio de desarrollo**	**Especie (Sp1) (cel/ml)**	**Volumen (Sp1) (L)**	**Especie (Sp2) (cel/ml)**	**Volumen (Sp2) (L)**	**Vol. Total Microalgas (L)**
Días de Desarrollo del cultivo	Estadio de desarrollo larval	Dosis de la primera especie de microalga a alimentar	Volumen de la primera especie de microalga a alimentar	Dosis de la primera especie de microalga a alimentar	Volumen de la primera especie de microalga a alimentar	Volumen total de microalgas proyectado
Numérico	*Descriptivo*	*Numérico*	*Numérico*	*Numérico*	*Numérico*	*Numérico*

Fuente: Elaboración propia

Configuración de alimentación con organismos de origen animal (zooplancton)

Para la alimentación de la segunda fase (Post-Larva) a continuación se presenta la secuencia utilizando Artemia salina como alimento a ofrecer a los organismos.

Artemia: tal como se ha especificado previamente, es críticamente importante tener datos precisos de volumen de agua. peso de los organismos, y población. La falta de precisión en cualquiera de estos

datos podría incidir en un error de cálculo para la alimentación y consecuentemente efecto en los resultados de producción final.

- Columna *Artemia Salina*: aquí se presenta la dosis de *Artemia* que va a requerir durante el cultivo. La dosis debe planificarse según los requerimientos de cada estadio larval o postlarval, o según datos que ofrecen previas investigaciones o manuales para estimar la cantidad de *Artemia* necesaria para las larvas objeto de cultivo. Esto indudablemente dependerá de la especie a cultivar. Como se ha visto en capítulos previos, la dosis de alimentación con *Artemia salina* es entregada por diferentes métodos. El método volumétrico (Artemia/ml), por el número de organismos (Artemia/ind) en cultivo o por biomasa (% de la biomasa a alimentar). Esta información que define la cantidad de *Artemia* requerida y se constituye en el parámetro de alimentación que definirá la cantidad de *Artemia* a eclosionar. Se coloca en esta columna siguiendo hacia abajo en las filas en paralelo al desarrollo del organismo. Por ejemplo, para las larvas de camarón en los distintos estadios de la fase larvaria desde la transición Z3-M1 hasta PL 10, se aplica *Artemia,* información que puede ser obtenida de manuales comerciales de alimento.

- Se recuerda que, es importante que para este proceso se identifique la marca de Artemia a utilizar, y se investigue la cantidad de *Artemia* que a Instar 1 eclosionan vivos en un

gramo de cistos. Complementariamente es importante conocer el el peso de la *Artemia*.

- Columna Cistos de *Artemia* a eclosionar (g): esta columna sirve para planificar la cantidad de cistos de *Artemia* que se requieren para la producción y la eclosión diaria durante el cultivo según el consumo la estimación de Artemia por volumen de agua. Para calcular este valor se emplea la siguiente formula:

$$Cistos\ de\ Artemia\ requeridos\ (g) = \frac{Artemia\ requerida\ (\#\ art)}{artemia\ existente\ en\ 1\ gramo\ \left(\#\frac{art}{g}\right)}$$

- Columna Artemia por Biomasa: muestra la opción para alimentar con el conocimiento en base a la biomasa existente en el tanque de cultivo:

$$Artemiarequerida\ (g) = \frac{Biomasa\ larval\ (g)\ x\ \%\ de\ biomasa\ a\ alimentar}{100}$$

En este caso, la cantidad de cistos a eclosionar va a ser calculada según el peso de *Artemia*, es decir, conociendo cual es el peso del total de *Artemia* viva que se va a obtener en la eclosión de un gramo de cistos. Por ejemplo, si se conoce que una *Artemia* pesa 0.000001 g., y que de un gramo de cistos se obtienen 200.000 nauplios de *Artemia*, se puede determinar que el peso de esta población de *Artemia* es 0.2g. Este será un valor que debe ser calculado en laboratorio de manera precisa. Es decir, que esto va a depender de la

marca de *Artemia* y de la eficiencia de eclosión lo cual está en función de los parámetros de eclosión. La fórmula para conocer la cantidad de cistos de *Artemia* requeridos (g): gramos de *Artemia* viva requerida para alimentar las larvas *1 / 0.2.

$$Cistos\ requeridos\ (g) = \frac{Biomasa\ de\ artemia\ viva\ requerida\ (g)\ x\ 1}{0.2\ (g)}$$

Al final de las columnas de alimentación de *Artemia* se puede calcular el Total de *Artemia* (g) utilizada durante toda la corrida. Del ejemplo que se ha desarrollado a través de previos capítulos, el total de *Artemia* consumida se lo calcula sumando la cantidad de *Artemia* (g) empleada desde la transición Z3-M1 hasta PL10.

Técnicamente en acuicultura, se establece un parámetro de consumo de *Artemia* por una población especifica producida. En este caso se toma la población de un millar de postlarvas producidas. En tal sentido, el cálculo de la cantidad de *Artemia* consumida para producir un millón de postlarvas, procede mediante la siguiente formula:

$$Kg_{Artemia-millonPls} = \frac{1000000\ x\ artemia\ consumida\ (g)}{PLs\ producidos}$$

Siguiendo la tabla inicialmente elaborada para datos generales, con proyección a producir 50,000.000 de PLs, se elabora la tabla completa de alimentación. La tabla describe la etapa de desarrollo larval, la cantidad de alimento que una larva consume de manera individual, los cálculos de la cantidad del alimento escogido y

requerida para cada día de cultivo y la cantidad requerida para el desarrollo del cultivo.

Esta tabla general permite controlar la coherencia diaria entre población, biomasa y alimentación. El valor de estas tablas no reside en su formato, sino en la lógica que las sustenta. Cada acuicultor debe construir y adaptar sus propias herramientas de planificación y control, en función de su sistema productivo, su experiencia y sus condiciones operativas.

Consideraciones Técnicas para elaborar la tabla de alimentación larval y postlarval

1. **Precisión en los Datos**: Los cálculos deben ser precisos, ya que cualquier error puede afectar la proyección final del cultivo.

2. **Actualización Continua**: La hoja de cálculo debe actualizarse regularmente para reflejar cambios en el desarrollo larvario, la alimentación y las condiciones del agua.

3. **Uso de Fórmulas Automatizadas**: Aprovechar las funciones de Excel, como fórmulas y gráficos, para automatizar cálculos complejos y visualizaciones de datos.

4. **Monitoreo Constante**: Realizar un seguimiento diario de parámetros clave y ajustar la planificación según los resultados observados.

La planificación operativa descrita en este capítulo, no reemplaza el diseño, sino que lo valida. Un sistema correctamente dimensionado solo alcanza su potencial productivo cuando existe un control diario riguroso que permita anticipar problemas y ajustar decisiones en tiempo real.

6.8 Tabla Bitácora diaria del cultivo

La bitácora registra lo que realmente ocurrió en el cultivo. Es el documento que permite comparar planificación versus realidad, y constituye la base para análisis técnico y toma de decisiones.

La creación de la bitácora diaria tiene por objetivo documentar el proceso productivo, reflexionar día a día y realizar los ajustes necesarios justificadamente, desarrollar y optimizar el criterio técnico basado en registros.

Para la creación de la bitácora en Excel se debe crear una hoja denominada “Bitácora diaria” en la cual se va a registrar los datos reales observados, no valores planificados. permite anotar cualquier desviación y la acción tomada en las diferentes acciones del cultivo. La bitácora debe ser revisada por un supervisor.

Tabla 27.Ejemplo de información de registro en la bitácora del cultivo para los días 6 y 7 de un cultivo de larvas.

Día	Estadio	Población Proyectada	Alimento proyectado	Alimento entregado	Desviación	Acción corrective
1	Z1	98’039216	Valor	Valor	−5 %	Ajustar ración

Día	Estadio	Población Proyectada	Alimento proyectado	Alimento entregado	Desviación	Acción corrective
1	M1	73’529412	Valor	Valor	0 %	Mantener plan
1	PL1	58’823529	Valor	Valor	3 %	Ajustar ración

Fuente: Elaboración propia

6.9 Checklist diario de control operativo

Un plan solo es útil si se verifica diariamente su cumplimiento. El checklist transforma el plan en una herramienta de control, permitiendo evaluar si las condiciones reales coinciden con lo planificado.

A través de un checklist se busca que el estudiante o acuicultor aprenda a auditar su propio cultivo, identifique desviaciones tempranas, entienda la importancia del control sistemático. Esto permitirá generar decisiones ara futuras corridas.

Para la formulación del check list, se debe crear una hoja denominada “Checklist diario”., organice los ítems por fase del cultivo. Cada ítem debe poder responderse con: Cumple / No cumple. El checklist se completa durante la operación, no después.

Tabla 28.Planificación de alimento a suministrar en base a organismos zooplanctonicos y Artemia para la fase Zoea, Mysis y Postlarva de desarrollo en P vannamei.

Ítem de control	Cumple	No cumple	Observaciones
Densidad larvaria acorde al plan diario	☐	☐	
Volumen de microalgas suministrado según planificación	☐	☐	
Calidad de agua dentro de rangos establecidos	☐	☐	
Equipos de aireación operativos	☐	☐	

Fuente: Elaboración propia

6.10 Ejercicio Control Operativo Fase Larval

Objetivo del Ejercicio:

Los estudiantes deberán diseñar un plan de control operativo de cultivo de larvas considerando que en la primera fase se va a alimentar a la FASE LARVAL y para una especie específica. Para este ejercicio el estudiante deberá utilizar una hoja de cálculo Excel. El ejercicio incluirá la proyección de datos desde la fase larval, considerando todos los parámetros técnicos discutidos en el capítulo.

Instrucciones para el ejercicio práctico:

1. **Seleccionar una Especie**: Elegir una especie de interés acuícola para la planificación del cultivo (peces, crustáceos, moluscos).

2. **Definir Parámetros Iniciales**: Introducir datos biológicos básicos en la hoja de cálculo, como días de cultivo, estadios de desarrollo y supervivencia proyectada según la especie seleccionada.

3. **Proyección de Biomasa y volumen de Agua**: Calcular la biomasa diaria y el volumen de agua necesario para cada fase de desarrollo de la especie selecionada.

4. **Cálculo de Alimentación**: Estimar la cantidad de microalgas y zooplancton necesarios para cada fase, ajustando las dosis según el desarrollo larvario.

5. **Presentación de Resultados**: Utilizar gráficos y tablas generados en Excel para ilustrar la proyección del cultivo y justificar las decisiones tomadas.

6. **Plan de alimentación durante la larvicultura.** Una vez seleccionada la especie, proyecte el plan de producción en base a los tres métodos de alimentación**:** por volumen de agua, por número de animales y por biomasa, utilizando datos que están descritos en tablas comerciales y bibliografía científica; compare los resultados obtenidos y haga un análisis crítico de los resultados.

Este ejercicio no evalúa la existencia de un "formato correcto", sino la capacidad del estudiante para estructurar, justificar y controlar un sistema de cultivo coherente con la investigación a realizar sobre la especie seleccionada y la aplicación de sus propios supuestos

técnicos. Con este ejercicio, los estudiantes reforzarán sus habilidades en planificación, manejo de datos y toma de decisiones en el manejo y mantenimiento de los organismos acuáticos en la etapa Post-larval.

La planificación operativa no reemplaza el diseño, sino que lo valida. Un sistema correctamente dimensionado solo alcanza su potencial productivo cuando existe un control diario riguroso que permita anticipar problemas y ajustar decisiones en tiempo real.

6.11 Síntesis del capítulo

La planificación integra en el tiempo los componentes que previamente fueron estudiados de manera individual. La biología define las necesidades del organismo; la meta de producción y las supervivencias determinan las poblaciones; las densidades permiten calcular los volúmenes; la población y su desarrollo establecen la demanda alimentaria; y esta demanda determina la capacidad necesaria para producir alimento vivo. Las tablas de planificación, alimentación, bitácoras y listas de control permiten finalmente convertir estas relaciones en una secuencia operativa.

El resultado no debe entenderse como un protocolo rígido. Constituye un modelo de producción construido a partir de supuestos que pueden ser modificados cuando cambian la especie, las condiciones de cultivo, los resultados obtenidos o la tecnología disponible. Planificar y controlar permiten, por tanto, evaluar el funcionamiento del sistema propuesto por el acuicultor y generar información para mejorarlo.

La pregunta que cierra el presente texto guía pasa a ser: ¿Cómo puedo utilizar estos principios para diseñar, evaluar y mejorar un sistema de producción larvaria adaptado a una especie, una meta productiva y unas condiciones determinadas?

BIBLIOGRAFÍA

Acevedo, H. E. H., Ramos, L. F., & Soto, A. R. (2019). Ácidos grasos en cepas de microalgas del Banco de Germoplasma de Organismos Acuáticos del Instituto del Mar del Perú (IMARPE). Revista Peruana de Biología, 26(3), 369–378. https://doi.org/10.15381/rpb.v26i3.15356

Adarme-Vega, T. C., Lim, D. K. Y., Timmins, M., Vernen, F., Li, Y., & Schenk, P. M. (2012). Microalgal biofactories: a promising approach towards sustainable omega-3 fatty acid production. Microbial Cell Factories, 11(1), 96–96. https://doi.org/10.1186/1475-2859-11-96

Adarme-Vega, T. C., Lim, D. K. Y., Timmins, M., Vernen, F., Li, Y., & Schenk, P. M. (2012). Microalgal biofactories: a promising approach towards sustainable omega-3 fatty acid production. Microbial Cell Factories, 11(1), 96–96. https://doi.org/10.1186/1475-2859-11-96

Alday-Sanz, V. (2010). The shrimp book. Nottingham University Press.

Alday-Sanz, V. (2010). The shrimp book. Nottingham University Press.

Almeda, R., Gréve, H. van S., & Kiørboe, T. (2018). Prey perception mechanism determines maximum clearance rates of planktonic copepods. Limnology and Oceanography, 63(6), 2695–2707. https://doi.org/10.1002/lno.10969

Altaff, K. (2019). Indigenous Live Feed for Aqua-Hatchery Larval Rearing of Finfish and Shellfish: A Review. International

Journal of Zoological Investigations, 6(1), 162–173. https://doi.org/10.33745/ijzi.2020.v06i01.013

Altaff, K. (2019). Indigenous Live Feed for Aqua-Hatchery Larval Rearing of Finfish and Shellfish: A Review. International Journal of Zoological Investigations, 6(1), 162–173. https://doi.org/10.33745/ijzi.2020.v06i01.013

Álvarez-González, C. A., Martínez, C. R., Martínez-García, R., Darias, M. J., Vissio, P. G., Peña-Marín, E. S., Tovar-Ramírez, D., Oliva-Arriagada, M., Martínez, M. H., & Gisbert, E. (2022). Carta Acuícola Iberoamericana. HAL (Le Centre Pour La Communication Scientifique Directe). https://hal.science/hal-04058242

Álvarez-González, C. A., Martínez, C. R., Martínez-García, R., Darias, M. J., Vissio, P. G., Peña-Marín, E. S., Tovar-Ramírez, D., Oliva-Arriagada, M., Martínez, M. H., & Gisbert, E. (2022). Carta Acuícola Iberoamericana. HAL (Le Centre Pour La Communication Scientifique Directe). https://hal.science/hal-04058242

Alvarez-Leon, S. A., Rosales-Vilela, L., & Jesús, Y. (2023). Increase of productivity in aquaculture farming systems through the implementation of automated technologies and engineering techniques: a systematic literature review. 183–193. https://doi.org/10.46254/au01.20220065

Amenyogbe, E., Droepenu, E. K., Ayisi, C. L., Boamah, G. A., Duker, R. Q., Abarike, E. D., & Huang, J. (2024). Impact of probiotics, prebiotics, and synbiotics on digestive enzymes, oxidative stress, and antioxidant defense in fish farming:

current insights and future perspectives. Frontiers in Marine Science, 11. https://doi.org/10.3389/fmars.2024.1368436

Anaguano-Quijia, M. D., & Falquez, Y. L. P. (2025). Efecto de Artemia sp. enriquecida con ácidos grasos sobre el rendimiento de postlarvas de Penaeus vannamei. Zenodo (CERN European Organization for Nuclear Research). https://doi.org/10.5281/zenodo.17095836

Anaguano-Quijia, M. D., & Falquez, Y. L. P. (2025a). Efecto de Artemia sp. enriquecida con ácidos grasos sobre el rendimiento de postlarvas de Penaeus vannamei. Zenodo (CERN European Organization for Nuclear Research). https://doi.org/10.5281/zenodo.17095836

Anaguano-Quijia, M. D., & Falquez, Y. L. P. (2025b). Efecto de Artemia sp. enriquecida con ácidos grasos sobre el rendimiento de postlarvas de Penaeus vannamei. Zenodo (CERN European Organization for Nuclear Research). https://doi.org/10.5281/zenodo.17095837

Anjos, C., & Xavier, F. (2012). Nutritional Value and Uses of Microalgae in Aquaculture. In Aquaculture. Elsevier BV. https://doi.org/10.5772/30576

Anjos, C., & Xavier, F. (2012). Nutritional Value and Uses of Microalgae in Aquaculture. In Aquaculture. Elsevier BV. https://doi.org/10.5772/30576

Aranda-Burgos, J. A., Costa, F. da, Nóvoa, S., Ojea, J., & Martínez-Patiño, D. (2013). Effects of microalgal diet on growth, survival, biochemical and fatty acid composition of Ruditapes decussatus larvae. Institutional Archive of Ifremer

(French Research Institute for Exploitation of the Sea), 38–48. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2013.10.032

Aratboni, H. A., Rafiei, N., García-Granados, R., Alemzadeh, A., & Morones-Ramírez, J. R. (2019). Biomass and lipid induction strategies in microalgae for biofuel production and other applications. Microbial Cell Factories, 18(1), 178–178. https://doi.org/10.1186/s12934-019-1228-4

Ávila, R., Pizarro, M., & Vilaxa, A. (2023). Obtención de juveniles de dorado (Serióla lalandi) de alta calidad y bajo costo a través de un sistema de análisis de riesgos y control de puntos críticos. Idesia, 41(1), 35–44. https://doi.org/10.4067/s0718-34292023000100035

Aviz, M. A. B. de, Abrunhosa, F. A., Maciel, M., & Maciel, C. R. (2018). SOBRE A ALIMENTAÇÃO DE LARVAS DO CAMARÃO DE ÁGUA DOCE Macrobrachium rosembergii. Boletim do Instituto de Pesca, 44(4). https://doi.org/10.20950/1678-2305.2018.44.4.373

Balseiro, P., Moreira, R., Chamorro, R., Figueras, A., & Novoa, B. (2013). Immune responses during the larval stages of Mytilus galloprovincialis: Metamorphosis alters immunocompetence, body shape and behavior. Fish & Shellfish Immunology, 35(2), 438–447. https://doi.org/10.1016/j.fsi.2013.04.044

Barbosa, M. C., Neves, F. de F., & Cerqueira, V. R. (2011). Taxa alimentar no desempenho de juvenis de robalo-peva em tanque-rede. Acta Scientiarum Animal Sciences, 33(4). https://doi.org/10.4025/actascianimsci.v33i4.11413

Barillé, L., Lerouxel, A., Dutertre, M., Haure, J., Barillé, A., Pouvreau, S., & Alunno-Bruscia, M. (2011). Growth of the Pacific oyster (Crassostrea gigas) in a high-turbidity environment: Comparison of model simulations based on scope for growth and dynamic energy budgets. Journal of Sea Research, 66(4), 392–402. https://doi.org/10.1016/j.seares.2011.07.004

Barros, K. D. das N., Reis, T. da S., Rodrigues, R. P., Campelo, D. A. V., Veras, G. C., & Brabo, M. F. (2020). Protocolo para avaliação de boas práticas de manejo na piscicultura no estado do Pará: um estudo de caso. Research Society and Development, 9(8). https://doi.org/10.33448/rsd-v9i8.5639

Becker, E. W. (2007). Micro-algae as a source of protein. Biotechnology Advances, 25(2), 207–210.

Bermudes-Lizárraga, J. F., Nieves-Soto, M., Flores-Higuera, F. A., & López-Peraza, D. J. (2023). Supervivencia, desarrollo y crecimiento de larvas de Penaeus vannamei alimentadas con dietas tradicionales y no-tradicionales. Revista Mvz Córdoba, 28(1). https://doi.org/10.21897/rmvz.2682

Bermudes-Lizárraga, J. F., Nieves-Soto, M., Flores-Higuera, F. A., & López-Peraza, D. J. (2023). Supervivencia, desarrollo y crecimiento de larvas de Penaeus vannamei alimentadas con dietas tradicionales y no-tradicionales. Revista Mvz Córdoba, 28(1). https://doi.org/10.21897/rmvz.2682

Bermudes-Lizárraga, J. F., Nieves-Soto, M., Flores-Higuera, F. A., & López-Peraza, D. J. (2023). Supervivencia, desarrollo y crecimiento de larvas de Penaeus vannamei alimentadas con

dietas tradicionales y no-tradicionales. Revista Mvz Córdoba, 28(1). https://doi.org/10.21897/rmvz.2682

Bermudes-Lizárraga, J. F., Nieves-Soto, M., Medina-Jasso, A., & Piña-Valdéz, P. (2017). Efecto de temperatura y salinidad sobre la supervivencia y desarrollo larval de Litopenaeus vannamei. Revista Mvz Córdoba, 22(2), 5844–5853. https://doi.org/10.21897/rmvz.1022

Boglino, A., Darias, M. J., Ortiz-Delgado, J. B., Özcan, F., Estévez, A., Andrée, K. B., Hontoria, F., Sarasquete, C., & Gisbert, E. (2011). Commercial products for Artemia enrichment affect growth performance, digestive system maturation, ossification and incidence of skeletal deformities in Senegalese sole (Solea senegalensis) larvae. Aquaculture, 290–302. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.11.018

Borowitzka, M. A., Borowitzka, L. J., & 1951-, P., Rāma Gopāla. (2021). Microalgal Biotechnology. https://doi.org/10.1039/9781839162473

Borowitzka, M. A., Borowitzka, L. J., & 1951-, P., Rāma Gopāla. (2021). Microalgal Biotechnology. https://doi.org/10.1039/9781839162473

Botelho, S. C. (2016). Otimização de técnicas de produção de alimento vivo: rotíferos. In Portuguese National Funding Agency for Science, Research and Technology (RCAAP Project by FCT). http://hdl.handle.net/10348/6447

Bourlès, Y., Alunno-Bruscia, M., Pouvreau, S., Tollu, G., Leguay, D., Arnaud, C., Goulletquer, P., & Kooijman, S. A. L. M. (2009). Modelling growth and reproduction of the Pacific

oyster Crassostrea gigas: Advances in the oyster-DEB model through application to a coastal pond. Institutional Archive of Ifremer (French Research Institute for Exploitation of the Sea), 62, 62–71. https://doi.org/10.1016/j.seares.2009.03.002

Boyd, C. E., D'Abramo, L. R., Glencross, B. D., Huyben, D. C., Juárez, L. M., Lockwood, G. S., McNevin, A. A., Tacon, A. G. J., Teletchea, F., Tomasso, J. R., Tucker, C. S., & Valenti, W. C. (2020). Achieving sustainable aquaculture: Historical and current perspectives and future needs and challenges. Journal of the World Aquaculture Society, 51(3), 578–633. https://doi.org/10.1111/jwas.12714

Brachvogel, R., Meskendahl, L., Herrmann, J. P., & Temming, A. (2013). Functional responses of juvenile herring and sprat in relation to different prey types. Marine biology, 160(2), 465-478.

Cahu, C., & Zambonino-Infante, J. (2001). Substitution of live food by formulated diets in marine fish larvae. Institutional Archive of Ifremer (French Research Institute for Exploitation of the Sea), 200, 161–180. https://doi.org/10.1016/s0044-8486(01)00699-8

Camacho-Rodríguez, J., Gallardo-Rodríguez, J. J., Cerón-García, M. C., García-Camacho, F., & Grima, E. M. (2021). A new culture medium based on genetic algorithms for Isochrysis galbana production relevant to hatcheries. Journal of Applied Phycology, 33(6), 3647–3656. https://doi.org/10.1007/s10811-021-02564-3

Cao, L., Diana, J. S., & Keoleian, G. A. (2013). Role of life cycle assessment in sustainable aquaculture. Deep Blue (University of Michigan), 5(2), 61–71. https://doi.org/10.1111/j.1753-5131.2012.01080.x

Carvajal-Soriano, K., & Ibarra-Castro, L. (2025). Innovative compact hatchery: Enhancing fish production and sustainability in limited spaces. https://doi.org/10.5194/oos2025-377

Carvalho, C. C. C. R. de, & Caramujo, M.-J. (2017). Carotenoids in Aquatic Ecosystems and Aquaculture: A Colorful Business with Implications for Human Health. Frontiers in Marine Science, 4. https://doi.org/10.3389/fmars.2017.00093

Castejón, D., Sousa, P., & Andrade, C. (2024). Hatchery practices for Patella aspera and P. ordinaria: evaluating culture vessels requirements. Aquaculture International, 32(4), 5299–5323. https://doi.org/10.1007/s10499-024-01427-1

Castillo-Ochoa, B. del C., & Velásquez-López, P. C. (2021). Manejo estacional de los sistemas de producción de camarón en el Ecuador. Sociedad & Tecnología, 4(3), 447–461. https://doi.org/10.51247/st.v4i3.151

Chamberlain, G. W., & Lawrence, A. L. (1981). Maturation, reproduction, and growth of Penaeus vannamei. Journal of the World Mariculture Society, 12(1), 207–224.

Chary, K., Brigolin, D., & Callier, M. D. (2022). Farm-scale models in fish aquaculture – An overview of methods and

applications. Reviews in Aquaculture, 14(4), 2122–2157. https://doi.org/10.1111/raq.12695

Chowdury, K. H., Nahar, N., & Deb, U. K. (2020). The Growth Factors Involved in Microalgae Cultivation for Biofuel Production: A Review. Computational Water Energy and Environmental Engineering, 9(4), 185–215. https://doi.org/10.4236/cweee.2020.94012

Claudett, K. L. A., Orben, J. J. J., Cevallos, G. C. T., Noboa, A. R. T., & Parra-Ríofrio, G. (2022). Eficiencia de una dieta con base en harina de lenteja (Lens culinaris), en el crecimiento de alevines de tilapia. AquaTechnica Revista Iberoamericana de Acuicultura, 4(1), 40–52. https://doi.org/10.33936/at.v4i1.4458

Cláudio, L., Ana, A., & Rodrigo, O. rio. (2025). Intelligent Fish Farming for the Future (pp. 22–51). https://doi.org/10.1201/9781003323129-2

Cobo, M. L., Sonnenholzner, S., & Wille, M. (2014). Hatchery production of Litopenaeus vannamei. Reviews in Aquaculture, 6, 1–15.

Cobo, M. L., Sonnenholzner, S., & Wille, M. (2014). Hatchery production of Litopenaeus vannamei. Reviews in Aquaculture, 6, 1–15.

Collazos-Lasso, L. F., Ueno–Fukura, M., Jiménez–Moreno, Y., Suarez-Contento, L., & Aya-Baquero, E. (2022). Establecimiento de biofloc a tres relaciones carbono/nitrógeno, tendiente a la producción de zooplancton. Revista de la Facultad de Medicina Veterinaria

y de Zootecnia, 69(3). https://doi.org/10.15446/rfmvz.v69n3.99968

Conceição, L. E. C., Yúfera, M., Makridis, P., Morais, S., & Dinis, M. T. (2009). Live feeds for early stages of fish rearing. Aquaculture Research, 41(5), 613–640. https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2009.02242.x

Conceição, L. E. C., Yúfera, M., Makridis, P., Morais, S., & Dinis, M. T. (2009). Live feeds for early stages of fish rearing. Aquaculture Research, 41(5), 613–640. https://doi.org/10.1111/j.1365-2109.2009.02242.x

Contreras-Sánchez, W. M., Rosado, L., Hernández-Vidal, U., Contreras-García, M. de J., & Vera, A. M. (2022). Producción de alimento vivo en acuicultura. In UJAT eBooks. https://doi.org/10.19136/bk213al

Coutteau, P. (1996). Microalgae. In: Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO.

Creswell, L. (2010). Phytoplankton culture for aquaculture feed. SRAC Publication 5004.

Dąbrowski, K. (1984). The feeding of fish larvae : present « state of the art » and perspectives. annales de biologie animale biochimie biophysique, 24(6), 807–833. https://doi.org/10.1051/rnd:19840701

DeMicco, E. D. (2000). Comparative Studies of the Development and Survival of Litopenaeus vannamei Larvae Grown Entirely on Single or Multiple Species of Phytoplankton. NSUWorks (Nova Southeastern University).

https://nsuworks.nova.edu/cgi/viewcontent.cgi?article=1080&context=occ_stuetd

Deslauriers, D., Rosburg, A. J., & Chipps, S. R. (2017). Development of a foraging model framework to reliably estimate daily food consumption by young fishes. TSpace (University of Toronto), 74(10), 1668–1681. https://doi.org/10.1139/cjfas-2016-0331

Dey, T., Ghosh, P. K., Nandi, S. K., Chowdhury, G., Mian, S., & Uddin, M. S. (2022). Review on n-3 HUFA and Live Food Organism for Marine Fish Larvae Nutrition. American Journal of Agricultural Science Engineering and Technology, 6(3), 88–102. https://doi.org/10.54536/ajaset.v6i3.770

Díaz, J. P., Inostroza, C., & Acién, F. G. (2024). Estimation of design parameters of the Fibonacci-type photobioreactor 5000 L. Latin American Journal of Aquatic Research, 52(1), 181–186. https://doi.org/10.3856/vol52-issue1-fulltext-3040

Duchek, S. (2019). Organizational resilience: a capability-based conceptualization. BuR - Business Research, 13(1), 215–246. https://doi.org/10.1007/s40685-019-0085-7

Dumas, T. (2020). Omics approaches (métabolomic & proteomics) for the study of causal relationship between emerging contaminants (pharmaceutical active compounds) and marine organisms (Mytilus galloprovincialis). HAL (Le Centre Pour La Communication Scientifique Directe). https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-03164580

Edward, L., Laxmilatha, P., Sreeramulu, K., Ranjith, L., & Megarajan, S. (2020). Influence of certain environmental parameters on mass production of rotifers: A review. Journal of the Marine Biological Association of India, 62(1), 49–53. https://doi.org/10.6024/jmbai.2020.62.1.2104-05

Escobedo, M. J., & Castillo, A. (2021). Microalgal biomass with high potential for the biofuels production. Scientia Agropecuaria, 12(2), 265–282. https://doi.org/10.17268/sci.agropecu.2021.030

FAO. (2009). Penaeus vannamei. Cultured aquatic species fact sheets. FAO.

FAO. (2010). Larval rearing of marine shrimp. FAO Fisheries and Aquaculture Department.

FAO. (2010). Larval rearing of marine shrimp. FAO Fisheries and Aquaculture Department.

FAO. (2020). The State of World Fisheries and Aquaculture 2020: Sustainability in action. FAO.

FAO. (2020). The State of World Fisheries and Aquaculture 2020: Sustainability in action. FAO.

Fernández-Reiriz, M. J., Pérez-Camacho, A., Ferreiro, M. J., Blanco, J., Planas, M., Campos, M. J., & Labarta, U. (1989). Biomass production and variation in the biochemical profile (total protein, carbohydrates, RNA, lipids and fatty acids) of seven species of marine microalgae. DIGITAL.CSIC (Spanish National Research Council (CSIC)), 83, 17–37. https://doi.org/10.1016/0044-8486(89)90057-4

Figueiredo, J., Penha-Lopes, G., Narciso, L., & Lin, J. (2007). Aquaculture Protocol Improvement Through Modelling. NSUWorks (Nova Southeastern University). https://nsuworks.nova.edu/occ_facpresentations/168

Freire, M. V. de C., Júnior, R. de A. S., Costa, M. G. A., & Ferreira, R. L. (2020). Eficiência dos sistemas de cultivo de camarões marinhos. PubVet, 15(2). https://doi.org/10.31533/pubvet.v15n1a7

Galindo, A., Pérez, J. A., Almansa, E., Rosa, G. P., Jiménez, I. A., Venuleo, M., Acosta, N. G., & Rodríguez, C. (2024). Antioxidant capacity and lipid composition of Brachionus plicatilis and Artemia enriched with a mixture of different post-processing formats of Navicula salinicola and Isochrysis galbana and lipid emulsions. Journal of Applied Phycology, 36(4), 1751–1765. https://doi.org/10.1007/s10811-024-03223-z

Gamboa-Delgado, J., & Le Vay, L. (2009). Artemia replacement in co-feeding regimes for mysis and postlarval stages of Litopenaeus vannamei: Nutritional contribution of inert diets to tissue growth as indicated by natural carbon stable isotopes. Aquaculture, 297(1-4), 128-135.

García-Guerrero, M., Morales, F. B., Villasante, F. V., & Chuarand, L. E. (2013). Los langostinos del genero Macrobrachium con importancia economica y pesquera en America Latina: conocimiento actual, rol ecologico y conservacion. Latin American Journal of Aquatic Research,

41(4), 651–675. https://doi.org/10.3856/vol41-issue4-fulltext-3

Gigot, M. (2022). Acoustic impact of pile driving and drilling associated with offshore wind farm installation on larval stages of two marine bivalves, Pecten maximus and Venus verrucosa. HAL (Le Centre Pour La Communication Scientifique Directe). https://theses.hal.science/tel-04232359

Glencross, B. (2009). Exploring the nutritional demand for essential fatty acids by aquaculture species. Reviews in Aquaculture, 1(2), 71–124. https://doi.org/10.1111/j.1753-5131.2009.01006.x

González, A. (2021). Desarrollo de la acuicultura en Ecuador: Un enfoque histórico. Revista de Acuicultura Ecuatoriana, 8(2), 33–50.

Gopi, K., Lau, C. C., Danish-Daniel, M., Segaran, T. C., Zhou, X., Mohamad, A., Sorgeloos, P., & Sung, Y. Y. (2025). Palm kernel expeller (PKE)-based feed for brine shrimp Artemia production: effects on growth, biomass, and microbial composition. Aquaculture International, 33(6). https://doi.org/10.1007/s10499-025-02165-8

Gopinathan, C. P., & Gireesh, R. (2006). Micro algae culture as live feed. Eprints@CMFRI Open Access Institutional Repository (Central Marine Fisheries Research Institute).

Guaranda, E. A. S. (2024). Identificación del crecimiento de los Nauplios por medio de Deep Learning [Politecnica Salesiana

University]. In Universidad Politécnica Salesiana Repositorio Digital (Universidad Politécnica Salesiana). http://dspace.ups.edu.ec/handle/123456789/28129

Gundersen, M. S., Vadstein, Ô., Schryver, P. D., & Attramadal, K. J. K. (2022). Aquaculture rearing systems induce no legacy effects in Atlantic cod larvae or their rearing water bacterial communities. Scientific Reports, 12(1), 19812–19812. https://doi.org/10.1038/s41598-022-24149-x

Hall, S., & Frinsko, M. (2021). Automation in Marine Larviculture. 2021 ASABE Annual International Virtual Meeting, July 12-16, 2021. https://doi.org/10.13031/aim.202100522

Hamre, K., Yúfera, M., Rønnestad, I., Boglione, C., Conceição, L. E. C., & Izquierdo, M. (2013). Fish larval nutrition and feed formulation: knowledge gaps and bottlenecks for advances in larval rearing. Reviews in Aquaculture, 5. https://doi.org/10.1111/j.1753-5131.2012.01086.x

Hamre, K., Yúfera, M., Rønnestad, I., Boglione, C., Conceição, L. E. C., & Izquierdo, M. (2013). Fish larval nutrition and feed formulation: knowledge gaps and bottlenecks for advances in larval rearing. Reviews in Aquaculture, 5. https://doi.org/10.1111/j.1753-5131.2012.01086.x

Hasan, Md. S., McElroy, K. E., Audino, J. A., & Serb, J. M. (2024). Opsin expression varies across larval development and taxa in pteriomorphian bivalves. Frontiers in Neuroscience, 18. https://doi.org/10.3389/fnins.2024.1357873

Hashmi, Z., Abbas, S. H., Osama, S. M., Muhammad, A., Usman, M. T., Jatoi, A. S., & Bozdar, M. M. (2023). Microalgae Technology in Aquaculture Applications: A Comprehensive Literature Review. AMPLITUDO Journal of Science & Technology Innovation, 2(2), 61–69. https://doi.org/10.56566/amplitudo.v2i2.88

Hashmi, Z., Abbas, S. H., Osama, S. M., Muhammad, A., Usman, M. T., Jatoi, A. S., & Bozdar, M. M. (2023). Microalgae Technology in Aquaculture Applications: A Comprehensive Literature Review. AMPLITUDO Journal of Science & Technology Innovation, 2(2), 61–69. https://doi.org/10.56566/amplitudo.v2i2.88

He, L., Jiang, B., Zheng, X., Yuan, J., & Lin, Z. (2025). Application of a dynamic energy budget model to the blood clam, Tegillarca granosa, reared in culture pond. Aquaculture Reports, 40, 102602–102602. https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2024.102602

Hernández, N. G., Díaz, L. M. V., Aragón, S., Vargas, M. F. V., Montes, C., Ángel, M. I. C., Benítez, R. E. H., & Pedraza, E. D. E. (2025). Sistemas de recirculación para acuicultura. Manual de conocimientos generales. https://doi.org/10.5294/arcus.2025.3

Hernández-Montiel, Á. H., Larios-Soriano, E., Sánchez-Serrano, S., Gisbert, E., True, C. D., López, L. M., & Galavíz, M. A. (2025). The effects of temperature changes on Totoaba macdonaldi larval development, growth, and respiratory

rates. Fish Physiology and Biochemistry, 51(6), 178–178. https://doi.org/10.1007/s10695-025-01595-8

Hill, M. J., Pernetta, A. P., & Crooks, N. (2020). Size Matters: A Review of Live Feeds Used in the Culture of Marine Ornamental Fish. Asian Fisheries Science, 33(2). https://doi.org/10.33997/j.afs.2020.33.2.007

Holling, C. S. (1965). The functional response of predators to prey density and its role in mimicry and population regulation. Memoirs of the Entomological Society of Canada, 97, 5–60.

Hu, M., Lin, D., Shang, Y., Hu, Y., Lu, W., Huang, X., Ning, K., Chen, Y., & Wang, Y. (2017). CO2-induced pH reduction increases physiological toxicity of nano-TiO2 in the mussel Mytilus coruscus. Scientific Reports, 7(1), 40015–40015. https://doi.org/10.1038/srep40015

Huang, Q., Jiang, F., Wang, L., & Yang, C. (2017). Design of Photobioreactors for Mass Cultivation of Photosynthetic Organisms. Engineering, 3(3), 318–329. https://doi.org/10.1016/j.eng.2017.03.020

Hudinaga M, Kittaka J. 1975. Recent progress in penaeid shrimp culture. En: Proceedings of the Third International Conference on Aquaculture, Kyoto, Japón. https://archimer.ifremer.fr/doc/00305/41609/40818.pdf

Janah, H., Azirar, R., Aghzar, A., & Ouagajjou, Y. (2024). Effect of food strategy and stocking density on larval performance of captively reared Mytilus galloprovincialis. E3S Web of Conferences, 492, 2001–2001. https://doi.org/10.1051/e3sconf/202449202001

Kheder, R. B., Quéré, C., Moal, J., & Robert, R. (2010). Effect of nutrition on Crassostrea gigas larval development and the evolution of physiological indices. Part A: Quantitative and qualitative diet effects. Institutional Archive of Ifremer (French Research Institute for Exploitation of the Sea), 305, 165–173. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.04.022

Lagarde, F. (2018). Ecology of the reproduction of the Pacific oyster in Mediterranean lagoon. HAL (Le Centre Pour La Communication Scientifique Directe). https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-02924971

Lagarde, F., Richard, M., Bec, B., Roques, C., Mortreux, S., Bernard, I., Chiantella, C., Messiaen, G., Nadalini, J., Hori, M., Hamaguchi, M., Pouvreau, S., d'Orbcastel, E. R., & Tremblay, R. (2018). Trophic environments influence size at metamorphosis and recruitment performance of Pacific oysters. Institutional Archive of Ifremer (French Research Institute for Exploitation of the Sea), 602, 135–153. https://doi.org/10.3354/meps12666

Laming, S. R., Gaudron, S. M., & Duperron, S. (2018). Lifecycle Ecology of Deep-Sea Chemosymbiotic Mussels: A Review. Frontiers in Marine Science, 5. https://doi.org/10.3389/fmars.2018.00282

Lavens, P., & Sorgeloos, P. (1996). Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO.

Lavens, P., & Sorgeloos, P. (1996). Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO Fisheries Technical Paper No. 361. FAO.

Legrand, J., Artu, A., & Pruvost, J. (2021). A review on photobioreactor design and modelling for microalgae production. Reaction Chemistry & Engineering, 6(7), 1134–1151. https://doi.org/10.1039/d0re00450b

Licet, B., Guevara, M., Hernández, E. M., & Pinto, R. (2024). Desempeño zootécnico de postlarvas de Penaeus vannamei (PL 32) alimentadas con dietas suplementadas con biomasa de Spirulina subsalsa. In Zenodo (CERN European Organization for Nuclear Research). European Organization for Nuclear Research. https://doi.org/10.5281/zenodo.17855339

Lombana, J. C. C. (2025). Implementación de AquaNutri AI Móvil: Herramienta de Apoyo Inteligente para la Toma de Decisiones y la Mejora de la Productividad en Sistemas Acuícolas Biofloc y RAS en Colombia. In Institutional Repository of the Santo Tomás University. http://hdl.handle.net/11634/69880

López, F. J. A., & Díaz, M. I. M. (2016). Fisiología de la Digestión en Larvas de Peces Marinos y sus Aplicaciones al Cultivo Larvario en Masa. AquaTIC: revista electrónica de acuicultura, 5, 1. https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=7524883

Lorgen-Ritchie, M., Webster, T. U., McMurtrie, J., Bass, D., Tyler, C. R., Rowley, A. F., & Martín, S. (2023). Microbiomes in the context of developing sustainable intensified aquaculture. Frontiers in Microbiology, 14, 1200997–1200997. https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1200997

Loubière, K., Olivo, E., Bougaran, G., Pruvost, J., Robert, R., & Legrand, J. (2008). A new photobioreactor for continuous microalgal production in hatcheries based on external-loop airlift and swirling flow. Biotechnology and Bioengineering, 102(1), 132–147. https://doi.org/10.1002/bit.22035

Lubzens, E., Zmora, O., & Barr, Y. (2001). Biotechnology and aquaculture of rotifers. Hydrobiologia, 446/447, 337–353.

MacKenzie, B. R., Leggett, W., & Peters, R. (1990). Estimating larval fish ingestion rates: can laboratory derived values be reliably extrapolated to the wild? Marine Ecology Progress Series, 67, 209–225. https://doi.org/10.3354/meps067209

Madkour, K., Dawood, M. A. O., & Sewilam, H. (2022). The Use of Artemia for Aquaculture Industry: An Updated Overview. Annals of Animal Science, 23(1), 3–10. https://doi.org/10.2478/aoas-2022-0041

Madkour, K., Dawood, M. A. O., & Sewilam, H. (2022). The Use of Artemia for Aquaculture Industry: An Updated Overview. Annals of Animal Science, 23(1), 3–10. https://doi.org/10.2478/aoas-2022-0041

Malone, R. F., & Pfeiffer, T. J. (2006). Biofilters and biofiltration in aquaculture. Aquacultural Engineering, 34, 389–402.

Malone, R. F., & Pfeiffer, T. J. (2006). Biofilters and biofiltration in aquaculture. Aquacultural Engineering, 34, 389–402.

Malta, G. R. R. (2010). Crecimiento y tasa de Ingestión de Alimento de Juveniles de Cabrilla Sardinera (Mycteroperca rosacea) bajo Diferentes Densidades de Cultivo [UNESCO]. In

AquaDocs (United Nations Educational, Scientific and Cultural Organization). http://hdl.handle.net/1834/3654

Manam, V. K. (2023). Fish feed nutrition and its management in aquaculture. International Journal of Fisheries and Aquatic Studies, 11(2), 58–61. https://doi.org/10.22271/fish.2023.v11.i2a.2791

Marchetti, J., Bougaran, G., Déan, L. L., Mégrier, C., Lukomska, E., Kaas, R., Olivo, E. A. J., Baron, R., Robert, R., & Cadoret, J. (2011). Optimizing conditions for the continuous culture of Isochrysis affinis galbana relevant to commercial hatcheries. Aquaculture, 106–115. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.11.020

Martínez, L. (2020). Métodos de cultivo de camarón: Evolución y perspectivas. Acuicultura y Recursos Acuáticos, 14(4), 45–60.

Martinez-Ordoñez, M. A., & Tomalá-Solano, D. G. (2025). Evaluación del crecimiento y rendimiento de larvas de Penaeus vannamei bajo distintas densidades de siembra en condiciones controladas. STUDIES IN SOCIAL SCIENCES REVIEW, 6(3). https://doi.org/10.54020/seasv6n3-002

Mejías, A. V. (2021). Volumen de agua disponible para el desove de hembras del camarón marino Penaeus vannamei. Zenodo (CERN European Organization for Nuclear Research). https://doi.org/10.5281/zenodo.5196059

Melaku, S., Geremew, A., Getahun, A., Mengestou, S., & Belay, A. (2024). Challenges and prospects of using live feed

substitutes for larval fish. Fisheries and Aquatic Sciences, 27(8), 475–487. https://doi.org/10.47853/fas.2024.e45

Mendes, L. B., & Vermelho, A. B. (2013). Allelopathy as a potential strategy to improve microalgae cultivation. Biotechnology for Biofuels, 6(1), 152–152. https://doi.org/10.1186/1754-6834-6-152

Mendoza, M. F., B., R. O., Espezúa, M. del P. B., & Araníbar, M. J. (2023). Respuesta productiva de truchas arcoíris (Oncorhynchus mykiss) al régimen alimenticio con alimentos comerciales bajo condiciones de crianza intensiva en el Lago Titicaca. Revista de Investigaciones Veterinarias del Perú, 34(2). https://doi.org/10.15381/rivep.v34i2.25131

Midlen, A. B. (1988). Some aspects of larval rearing tank design [University of Stirling]. In Stirling Online Research Repository (University of Stirling). http://hdl.handle.net/1893/31124

Ochoa-Pereira, P. M., & Velásquez-López, P. C. (2023). Effect of fasting on molting and survival rate in post-larvae of the shrimp Litopenaeus vannamei. Revista de biología marina y oceanografía, 58(1), 10-18

Oostlander, P. C., Houcke, J. van, Wijffels, R. H., & Barbosa, M. J. (2020). Microalgae production cost in aquaculture hatcheries. Aquaculture, 525, 735310–735310. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735310

Ortega, D. M. L., Miranda, C. B. M., Sánchez, A. O. R., Mercedes, L. O., Dalia, Benjamín, M. M., Cristian, & Oskaya, R. S., Aniett. (2018). Fluctuación de los niveles de glucosa en la

glándula digestiva (hepatopáncreas), hemolinfa y músculo de camarones Litopenaeus vannamei tras la ingesta de alimento. AgEcon Search (University of Minnesota, USA). https://doi.org/10.22004/ag.econ.275248

Ortega, M. (2024). Efecto de la frecuencia de alimentación en la respuesta alimenticia del Camarón Blanco del Pacífico (Litopenaeus Vannamei). https://doi.org/10.4995/thesis/10251/204638

Osmanoğlu, M. İ., Elp, M., & Durmaz, Y. (2024). Effects on fatty acids, biochemical composition and growth of rotifer (Brachionus plicatilis) fed with different concentrations of Nannochloropsis sp. Journal of Applied Phycology, 36(5), 2655–2663. https://doi.org/10.1007/s10811-024-03302-1

Oviedo-Montiel, H. D., Herrera-Cruz, E., Hoya-Flórez, J., Prieto-Guevara, M. J., Estrada-Posada, A., & Yepes-Blandón, J. A. (2019). Crecimiento poblacional de Macrothrix spinosa alimentada con Chlorella sp. Orinoquia, 23(2). https://doi.org/10.22579/20112629.571

Pan, Y., Dahms, H., Hwang, J., & Souissi, S. (2022). Recent Trends in Live Feeds for Marine Larviculture: A Mini Review. Frontiers in Marine Science, 9. https://doi.org/10.3389/fmars.2022.864165

Patel, F., Zeng, C., Logan, M., & Uthicke, S. (2024). Feeding rates and carbon and nitrogen partitioning in crown-of-thorns sea star larvae (Acanthaster cf. solaris) during development.

Marine Biology, 171(2). https://doi.org/10.1007/s00227-023-04377-z

Peña, R. (2015). Criterios de Calidad de Huevos y sus Implicaciones en el Cultivo de Peces Marinos. Avances en Nutrición Acuicola. http://nutricionacuicola.uanl.mx/index.php/acu/article/download/54/54

Pérez, E., Mena, S., & Córdova, J. (2015). Production of postlarvae in shrimp aquaculture: A case study in Ecuador. Aquaculture International, 23(3), 555–570.

Pesantes, D. R., Lodeiros, C., Revilla, J., Márquez, A., & Sonnenholzner, S. (2020). Tratamiento físico-químico del agua para el cultivo larvario y el asentamiento de la ostra del Pacífico Crassostrea gigas (Thunberg, 1975). AquaTechnica Revista Iberoamericana de Acuicultura, 2(1), 50–50. https://doi.org/10.33936/at.v2i1.2414

Pouvreau, S., Bourlès, Y., Lefebvre, S., Gangnery, A., & Alunno-Bruscia, M. (2006). Application of a dynamic energy budget model to the Pacific oyster, Crassostrea gigas, reared under various environmental conditions. Journal of Sea Research, 56(2), 156–167. https://doi.org/10.1016/j.seares.2006.03.007

Pringle, A., Handler, R. M., & Pearce, J. M. (2017). Aquavoltaics: Synergies for dual use of water area for solar photovoltaic electricity generation and aquaculture. Renewable and Sustainable Energy Reviews, 80, 572–584. https://doi.org/10.1016/j.rser.2017.05.191

Qin, J., Kurt, E., LBassi, T., Sa, L., & Xie, D. (2023). Biotechnological production of omega-3 fatty acids: current status and future perspectives. Frontiers in Microbiology, 14, 1280296–1280296. https://doi.org/10.3389/fmicb.2023.1280296

Qiu, T., Jianfei, Q., Zheng, J., & Liu, Y. (2017). Design and performance of a recirculating aquaculture system for oyster larval culture. Aquaculture Research, 48(12), 5699–5706. https://doi.org/10.1111/are.13392

Qiu, T., Jianfei, Q., Zheng, J., & Liu, Y. (2017). Design and performance of a recirculating aquaculture system for oyster larval culture. Aquaculture Research, 48(12), 5699–5706. https://doi.org/10.1111/are.13392

Ramena, Y., & Sharma, A. (2025). Artemia, Probiotics, And Immunostimulant: Essential Elements For Optimal Litopenaeus vannamei Shrimp Production. The Open Microbiology Journal, 19(1). https://doi.org/10.2174/0118742858416239250822063901

Ramena, Y., Kurapati, R. B., Bosteels, T., & Ramena, G. (2025). Artemia Enrichment Strategies: A Comprehensive Review of Nutritional Enhancements With Emphasis on Fatty Acid Profiles in Aquatic Species. Reviews in Aquaculture, 17(4). https://doi.org/10.1111/raq.70080

Rico-Villa, B., Bernard, I., Robert, R., & Pouvreau, S. (2010). A Dynamic Energy Budget (DEB) growth model for Pacific

oyster larvae, Crassostrea gigas. Aquaculture, 305, 84–94. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2010.04.018

Rico-Villa, B., Pouvreau, S., & Robert, R. (2008). Influence of food density and temperature on ingestion, growth and settlement of Pacific oyster larvae, Crassostrea gigas. Aquaculture, 287, 395–401. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2008.10.054

Riisgård, H. U., & Larsen, P. S. (2010). Particle capture mechanisms in suspension-feeding invertebrates. Marine Ecology Progress Series, 418, 255–293. https://doi.org/10.3354/meps08755

Rivera, C. M., & Botero, M. (2009). Alimento vivo enriquecido con ácidos grasos para el desarrollo larvario de peces Alimento vivo e seu enriquecimento com ácidos graxos no desenvolvimento larvário em peixes Live feed enriched with fatty acids for larval fish development. SHILAP Revista de lepidopterología. https://doaj.org/article/0463d43e67d244449262bf450d9d1c52

Robert, R., & Trintignac, P. (1997). Substitutes for live microalgae in mariculture: a review. Aquatic Living Resources, 10(5), 315–327. https://doi.org/10.1051/alr:1997035

Robert, R., & Trintignac, P. (1997). Substitutes for live microalgae in mariculture: a review. Aquatic Living Resources, 10(5), 315–327. https://doi.org/10.1051/alr:1997035

Rodrigáñez, M. S. de, Aguilar-Tellez, F. V., Alarcón-López, F. J., Pedrosa-Islas, R., Peña-Marín, E. S., Martínez-García, R., Guerrero-Zárate, R., Matamoros, W. A., & Álvarez-

González, C. A. (2018). Evaluación de alimentos microencapsulados en el cultivo de larvas de pejelagarto (Atractosteus tropicus). Revista de Biología Tropical, 66(3), 1298–1298. https://doi.org/10.15517/rbt.v66i3.31727

Rodrigáñez, M. S. de, Aguilar-Tellez, F. V., Alarcón-López, F. J., Pedrosa-Islas, R., Peña-Marín, E. S., Martínez-García, R., Guerrero-Zárate, R., Matamoros, W. A., & Álvarez-González, C. A. (2018). Evaluación de alimentos microencapsulados en el cultivo de larvas de pejelagarto (Atractosteus tropicus). Revista de Biología Tropical, 66(3), 1298–1298. https://doi.org/10.15517/rbt.v66i3.31727

Rodríguez, F., & Trelles, A. M. Z. (2023). GROWTH AND SURVIVAL IN THE FRY STAGE OF Oncorhynchus mykissAT THE MOTIL FISH FARMCENTER. REBIOL, 43(1), 82–90. https://doi.org/10.17268/rebiol.2023.43.01.09

Rodríguez, S. E. (2020). ¿Cultivo de peces marinos? Hablemos de larvicultura en estanques. Revista Digital Universitaria, 21(2). https://doi.org/10.22201/codeic.16076079e.2020.v21n2.a3

Rojas, M., Torres, P., & Medina, S. (2019). Producción de huevos en organismos acuáticos: Un análisis comparativo. Acuicultura y Ambiente, 10(1), 15–29.

Rønnestad, I., Yúfera, M., Ueberschär, B., Ribeiro, L., Sæle, Ø., & Boglione, C. (2013). Feeding behaviour and digestive physiology in larval fish: current knowledge, and gaps and bottlenecks in research. Reviews in Aquaculture, 5. https://doi.org/10.1111/raq.12010

Rossi, L., Bibbiani, C., Fronte, B., Damiano, E., & Lieto, A. D. (2021). Application of a smart dynamic scale for measuring live-fish biomass in aquaculture. 248–252. https://doi.org/10.1109/metroagrifor52389.2021.9628847

Roy, D., Padhiary, M., Roy, P., & Barbhuiya, J. A. (2024). Artificial Intelligence-Driven Smart Aquaculture: Revolutionizing Sustainability through Automation and Machine Learning. LatIA, 2, 116–116. https://doi.org/10.62486/latia2024116

Ruáles, C. A. D., & Álvarez, G. D. C. (2011). Larvicultura de peces comerciales en sistemas de recirculación. In Corporación Universitaria Lasallista eBooks. Corporación Universitaria Lasallista. http://repository.lasallista.edu.co/dspace/bitstream/10567/70/1/199-216.pdf

Sadykova, M. B. (2024). Production of artemia as an optimal food resource for rearing fish larvae. Dulaty University Bulletin, 14(2), 246–254. https://doi.org/10.55956/njte1112

Samaniego, D., & Alejandro, P. (2019). Diseño de un sistema de control aplicado al proceso de cría de larvas de camarón para el Grupo Empresarial LARDEMA, módulo San Juan. http://repositorio.ucsg.edu.ec/bitstream/3317/13390/1/T-UCSG-PRE-TEC-IEM-234.pdf

Sánchez, R. (2023). Aspectos críticos en la larvicultura de organismos acuáticos. Revista Científica de Acuicultura, 16(3), 78–92.

Sarà, G., Gouhier, T. C., Brigolin, D., Porporato, E. M. D., Mangano, M. C., Mirto, S., Mazzola, A., & Pastres, R. (2018). Predicting shifting sustainability trade-offs in marine finfish aquaculture under climate change. Global Change Biology, 24(8), 3654–3665. https://doi.org/10.1111/gcb.14296

Sasikumar, R., L, L. L., Sathyan, A., & Chellapandi, P. (2024). Design, development, and deployment of a sensor-based aquaculture automation system. In Research Square. https://doi.org/10.21203/rs.3.rs-3950663/v1

Schryver, P. D., & Vadstein, Ô. (2014). Ecological theory as a foundation to control pathogenic invasion in aquaculture. The ISME Journal, 8(12), 2360–2368. https://doi.org/10.1038/ismej.2014.84

Sharma, K., Gulati, R., Singh, S., Kumari, A., & Sharma, P. K. (2023). Potentiality of natural live food organisms in shrimp culture: A review. Journal of Applied and Natural Science, 15(4), 1373–1385. https://doi.org/10.31018/jans.v15i4.4812

Sibly, R. M., Grimm, V., Martin, B. T., Johnston, A. S. A., Kułakowska, K., Topping, C. J., Calow, P., Nabe-Nielsen, J., Thorbek, P., & DeAngelis, D. L. (2012). Representing the acquisition and use of energy by individuals in agent-based models of animal populations. Methods in Ecology and Evolution, 4(2), 151–161. https://doi.org/10.1111/2041-210x.12002

Sorgeloos, P. (2000). 10.1016/0967-0653(96)80562-f. Time to Knit, 3(1), 42–45. https://doi.org/10.1016/0967-0653(96)80562-f

Sorgeloos, P., Dhert, P., & Candreva, P. (2001). Use of the brine shrimp Artemia in marine fish larviculture. Aquaculture, 200, 147–159.

Sorroza, L. (2019). Evaluación de la densidad de siembra sobre el crecimiento y supervivencia de post-larvas en raceway. Cumbres, 5(1), 113–124. https://doi.org/10.48190/cumbres.v5n1a8

Sprung, M. (1984). Physiological energetics of mussel larvae (Mytilus edulis). II Food uptake. Marine Ecology Progress Series, 17, 295–305. https://doi.org/10.3354/meps017295

Summerfelt, S. T., & Penne, C. R. (2007). Design and management of conventional fluidized-sand biofilters. Wiley-Blackwell.

Suwoyo, H. S., Trijuno, D. D., Faisal, F., & Mulyaningrum, S. R. H. (2023). Application of inorganic fertilizer combination with various kinds of organic fertilizer in the nursery phase of white shrimp (Litopenaeus vannamei). BIO Web of Conferences, 74, 1013–1013. https://doi.org/10.1051/bioconf/20237401013

Teye-Gaga, C., Molnár, P., Mohammed, E. A. H., & Bársony, P. (2025). Utilization of live feeds in fish larviculture: A review. Acta Agraria Debreceniensis, 2, 103–116. https://doi.org/10.34101/actaagrar/2/15985

Torres, A. J. V. (2017). Evaluación de la harina de algas como ingrediente en piensos de peces marinos. AquaTIC: revista

electrónica de acuicultura, 48, 5–7. https://dialnet.unirioja.es/servlet/articulo?codigo=6312574

Treece, G. D., & Fox, J. M. (1993). Design, operation and training manual for shrimp hatcheries. Texas A&M Sea Grant.

Treece, G. D., & Yates, M. E. (1993). Manual de laboratorio para el cultivo de larvas de camarón peneido. NOAA.

Treece, G. D., & Yates, M. E. (1993). Manual de laboratorio para el cultivo de larvas de camarón peneido. NOAA.

Uriarte, I., Astorga, M., Navarro, J. C., Viana, M. T., Rosas, C., Molinet, C., Hernández, J., Navarro, J. M., Moreno-Villoslada, I., Amthauer, R., Kausel, G., Figueroa, J., Paredes, E., Paschke, K., Romero, A., Hontoria, F., Varó, I., Vargas-Chacoff, L., Toro, J. E., … Farías, A. (2018). Early life stage bottlenecks of carnivorous molluscs under captivity: a challenge for their farming and contribution to seafood production. Reviews in Aquaculture, 11(3), 431–457. https://doi.org/10.1111/raq.12240

Uriarte-Merino, I. G. (1999). DESARROLLO CIENTIFICO-TECNOLOGICO DE LA LARVICULTURA DE INVERTEBRADOS MARINOS. Americanae (AECID Library). http://hdl.handle.net/10533/114798

Vega-Villasante, F., Nolasco-Soria, H., & García-Galano, T. (2020). Role of Artemia in shrimp larviculture: Nutritional and physiological considerations. Latin American Journal of Aquatic Research, 48(3), 413–427

Wasielesky, W., Bezerra, A., Poersch, L., Höffling, F. B., & Krummenauer, D. (2020). Effect of feeding frequency on the

white shrimp Litopenaeus vannamei during the pilot-scale nursery phase of a superintensive culture in a biofloc system. Journal of the World Aquaculture Society, 51(5), 1175–1191. https://doi.org/10.1111/jwas.12694

Willer, D. F., & Aldridge, D. C. (2019). Microencapsulated diets to improve bivalve shellfish aquaculture for global food security. Apollo (University of Cambridge), 23, 64–73. https://doi.org/10.1016/j.gfs.2019.04.007

Wuenschel, M. J., & Werner, R. G. (2004). Consumption and gut evacuation rate of laboratory-reared spotted seatrout (Sciaenidae) larvae and juveniles. Journal of Fish Biology, 65(3), 723–743. https://doi.org/10.1111/j.0022-1112.2004.00479.x

Yang, H., Qi, F., Xia, S., Wu, Z., & Zhang, Y. (2025). AI-driven aquaculture: A review of technological innovations and their sustainable impacts. Artificial Intelligence in Agriculture, 15(3), 508–525. https://doi.org/10.1016/j.aiia.2025.01.012

Yusoff, F. Md., Umi, W. A. D., Ramli, N. M., & Harun, R. (2024). Water quality management in aquaculture. Cambridge Prisms Water, 2. https://doi.org/10.1017/wat.2024.6

Zambonino-Infante, J., & Cahu, C. (2007). Dietary modulation of some digestive enzymes and Metabolic processes in developing marine fish: Applications to diet formulation. Institutional Archive of Ifremer (French Research Institute for Exploitation of the Sea), 268, 98–105. https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2007.04.032

Zhe, Z., Hao, R., Xiong, X., Jiao, Y., Deng, Y., & Du, X. (2019). Developmental characteristics of pearl oyster Pinctada fucata martensii: insight into key molecular events related to shell formation, settlement and metamorphosis. BMC Genomics, 20(1).

Principios, Modelos Operativos y Control del proceso larvario, se publicó en el mes de noviembre de 2026.

ISBN: 978-9907-802-56-6

Grupo Editorial BLR
Ecuador
Cel: +593 98 320 4362
https://grupoblr.com/
publicaciones@grupoblr.com

BIOGRAFÍA DEL AUTOR

Patricio Colón Velásquez López:
Ph.D., es ingeniero en Acuicultura, investigador y profesor de la Universidad Técnica de Machala. Su trayectoria integra docencia, investigación y experiencia aplicada en larvicultura, calidad de agua y sistemas acuícolas. Su trabajo académico promueve la comprensión biológica, el diseño de hatcheries y la planificación técnica de la producción larvaria.

PRINCIPIOS, MODELOS OPERATIVOS Y CONTROL DEL PROCESO LARVARIO

Estimado lector, este libro se concibe como una guía académica y aplicada destinada a transformar la enseñanza de la larvicultura y el diseño de *hatcheries* en la formación de profesionales de la acuacultura. Lejos de imponer un protocolo rígido o replicar modelos cerrados, la obra parte de la premisa de que todo diseño productivo debe responder estrictamente a la biología, morfología, fisiología y requerimientos específicos de la especie a cultivar.

A lo largo de sus capítulos, el texto articula los fundamentos biológicos del desarrollo larvario con herramientas cuantitativas orientadas a la toma de decisiones técnicas. A través de ejercicios, ecuaciones y modelos de dimensionamiento, capacita al estudiante para estimar densidades, calcular volúmenes hídricos, proyectar requerimientos de alimento vivo y estructurar estrategias nutricionales e infraestructurales acordes a metas productivas concretas, convirtiendo el cálculo matemático en un instrumento directo para el diseño ingenieril.

Aunque toma a *Penaeus vannamei* como principal referente práctico debido a su relevancia en la acuacultura ecuatoriana, el texto amplía su enfoque hacia peces, otros crustáceos y moluscos para fomentar un aprendizaje transversal y transferible a nuevas especies. De este modo, la publicación promueve que el futuro profesional desarrolle un pensamiento crítico e innovador, dotándolo de criterios sólidos para analizar, dimensionar, cuestionar y transformar los sistemas de producción larvaria frente a los desafíos productivos contemporáneos.

GRUPO BLR

Grupo Editorial BLR
Ecuador
Cel: +593 98 320 4362
https://grupoblr.com/
publicaciones@grupoblr.com

ISBN: 978-9907-802-56-6

UNIVERSIDAD TÉCNICA DE MACHALA
1969