



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE PESCA E AQUICULTURA
BRACHARELADO EM ENGENHARIA DE PESCA

**ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NA LARVICULTURA
E MATURAÇÃO DE CAMARÃO MARINHO (*Penaeus vannamei*) DA CARAPITANGA
LARVI (BARRA DE SIRINHAÉM, PERNAMBUCO)**

SÉRGIO LUCAS NUNES DO NASCIMENTO

Recife, 2025

SÉRGIO LUCAS NUNES DO NASCIMENTO

**ACOMPANHAMENTO DAS ATIVIDADES DESENVOLVIDAS NA LARVICULTURA
E MATURAÇÃO DE CAMARÃO MARINHO (*Penaeus vannamei*) DA CARAPITANGA
LARVI (BARRA DE SIRINHAÉM, PERNAMBUCO)**

Relatório de Estágio Supervisionado Obrigatório
apresentado ao curso de Engenharia de Pesca da
Universidade Federal Rural de Pernambuco, como
exigência para obtenção do Bacharel em Engenharia de
Pesca.

Orientador(a): Juliana Ferreira dos Santos

Supervisor(a) do estágio: Samila Radany Oliveira da Silva

Recife, 2025

*Dedico este trabalho, com amor e saudade, à
memória do meu avô, Severino José, exemplo
de força, humildade e inspiração.*

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, agradeço a Deus, por iluminar meu caminho, por me conceder saúde, força e perseverança para seguir adiante e alcançar esta importante conquista.

Aos meus pais, Edjane da Conceição Nunes e Alexandre Sérgio do Nascimento, minha eterna gratidão por todo amor, carinho, apoio e pela educação sólida que sempre me proporcionaram. Obrigado por me guiarem com sabedoria e me ensinarem a nunca desistir dos meus sonhos.

À minha querida irmã, Nathalia Gabrielly Nunes do Nascimento, pelo companheirismo constante, pelo amor fraterno e pelo conforto nos momentos mais difíceis.

Aos meus familiares, tios, primos e avós pelas lembranças afetuosas, pelos ensinamentos e por todos os momentos felizes que aquecem minha trajetória.

À minha orientadora, Prof^ª Dr^ª Juliana Ferreira dos Santos, pelo apoio, orientação atenciosa e valiosos ensinamentos ao longo da graduação e durante a construção deste trabalho.

Ao meu tutor, Prof. Dr. Paulo Guilherme Vasconcelos de Oliveira, por sua dedicação, exemplo e conselhos que tanto contribuíram para minha formação pessoal e profissional. Estendo meus agradecimentos ao Programa de Educação Tutorial, do qual tive o privilégio de fazer parte como bolsista, experiência que ampliou meus horizontes e fortaleceu minha caminhada acadêmica.

A todos os professores da Universidade Federal Rural de Pernambuco, em especial aos docentes do Departamento de Pesca, minha sincera gratidão pelos conhecimentos transmitidos com dedicação.

Aos amigos de curso, Marquinhos, Felipe, Robertt, Paulo R., Vitória, Paulo H., Dani, Welemberto e Marco, obrigado pela amizade, pelas risadas, pelo apoio mútuo e pelos momentos que tornaram essa jornada mais leve e inesquecível.

Aos colegas de laboratório, pelas trocas de conhecimento, experiências e aprendizados compartilhados ao longo da graduação.

À empresa Carapitanga Larvi, pela valiosa oportunidade de realização de estágio, que foi fundamental para meu crescimento técnico e profissional. Agradeço especialmente à minha supervisora, Samila Radany, pela paciência e orientação, e aos amigos que fiz durante esse período, Alexandre, Mônica, Valério e Cintia. A todos os colaboradores da empresa, deixo meu reconhecimento e agradecimento pela acolhida e colaboração.

Por fim, a todos que, direta ou indiretamente, contribuíram para a concretização desta etapa da minha vida, mesmo que não tenham sido citados, deixo aqui minha profunda gratidão.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Imagem via satélite da área pertencente a Carapitanga Larvi	15
Figura 2 - Organograma técnico administrativo da Carapitanga Larvi	15
Figura 3 - Tanques de fibra de vidro para armazenamento de água do mar	18
Figura 4 - Bombas centrifugas para captação de água do mar	18
Figura 5 - Filtros de areia pressurizado – (a) Para os tanques de 60 T (b) Para os tanques de 275 T ...	19
Figura 6 - Cepário para microalgas - Tubos de ensaio e Erlenmeyer	20
Figura 7 - Produção interna - (a) Sala de inoculação, (b) Baldes graduados (11L) (c) Baldes graduados (20L).....	23
Figura 8 - Cultivo massivo de microalgas – (a) Cilindro apenas com água salgada (b) Cilindro fertilizado contendo a cultura algal.....	24
Figura 9 - Cultivo massivo de microalgas - Caixas de 8000L	25
Figura 10 - Equipamentos sala de Artêmia - (a) Carboy (b) Eclodidor de artêmia.....	27
Figura 11 - Processo produtivo - (a) Preparação da água (b) Eclosão dos náuplios (c) Náuplios transferidos para o eclodidor	28
Figura 12 - Amostragem e Contagem da Artêmia - (a) Preparação para contagem (b) Contagem em Placa de Petri.....	29
Figura 13 – Artêmia - (a) viva (<i>in natura</i>) (b) Congelada em sacos	30
Figura 14 - Tanques de quarentena.....	32
Figura 15 - Fêmea de <i>P. vannamei</i> ablada.....	34
Figura 16 - Tanques de maturação.....	35
Figura 17 - Itens alimentares maturação - (a) Lula triturada (b) Biomassa de artêmia (c) Mexilhão ...	36
Figura 18 - Tanque de desova.....	37
Figura 19 - Captura, coleta e lavagem dos náuplios - (a) Captura por fototaxia (b) Coleta em balde com peneira (c) Peneira de lavagem.....	39
Figura 20 - Galpão - larvicultura (fase I)	40
Figura 21 - Disposição das mangueiras micro perfuradas para aeração (fase I)	41
Figura 22 - Estocagem dos náuplios - (a) aclimação (b) transferência dos náuplios	43
Figura 23 - Estágios larvais - (a) Náuplio 5 (b) Zoea I (c) Zoea II (d) Zoea III (e) Mysis I (f) Mysis II (g) Mysis III e (h) Pós-larva	45
Figura 24 - Alimentação Fase I - (a) <i>Chaetoceros</i> sp. (b) <i>Thalassiosira</i> sp. (c) Ez-artêmia® (d) Artêmia congelada.....	47
Figura 25 - Despesca da fase I	49
Figura 26 - Berçários - larvicultura (fase 2) - (a) disposição dos tanques (b) aeração com mangueira micro perfurada	50

Figura 27 - Setor de expedição.....	55
Figura 28- Expedição - (a) puçá para despesca do berçário (b) béquers para retirada das amostras	56
Figura 29 - Caminhão de transporte para pós-larvas.....	57
Figura 30 - Sacos plásticos para venda de pós-larvas	58

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Volume dos nutrientes por recipientes utilizados no setor de microalgas	22
Tabela 2 - Itens alimentares, horários e peso para alimentação dos reprodutores na quarentena	33
Tabela 3 - Itens alimentares, horários e peso para alimentação dos reprodutores na maturação	36
Tabela 4 - Insumos utilizados na preparação de água (fase I) e suas quantidades	42
Tabela 5 - Subestágio larval e suas respectivas alimentações	47
Tabela 6 - Insumos utilizados na preparação de água (fase II) e suas quantidades	52

Sumário

1. INTRODUÇÃO	12
2. OBJETIVO.....	12
3. CARACTERIZAÇÃO DO LABORATÓRIO DA CARAPITANGA LARVI.....	14
4. PROCESSOS DE PRODUÇÃO DE PÓS-LARVAS	16
4.1 Captação e tratamento de água	16
4.2 SETOR DE PRODUÇÃO DE MICROALGAS	19
4.2.1 Cepário.....	20
4.2.2 Cultivo massivo das microalgas	23
4.2.3 Fertilização	25
4.3 SETOR DE PRODUÇÃO DE ARTÊMIA.....	26
4.3.1 Preparação dos carboys e produção de artêmia	27
4.4 SETOR DE MATURAÇÃO.....	31
4.4.1 Formação de reprodutores na fazenda	31
4.4.2 Recepção e aclimação dos reprodutores no setor de quarentena	32
4.4.3 Ablação das fêmeas	33
4.4.4 Maturação e acasalamento de reprodutores	34
4.5 SETOR DE DESOVA	37
4.6 SETOR DE LARVICULTURA	39
4.6.1 Larvicultura (Fase I)	39
4.6.1.1 Desinfecção dos módulos de fase I.....	41
4.6.1.2 Preparação dos módulos de fase I.....	41
4.6.1.3 Estocagem e aclimação dos náuplios.....	42
4.6.1.4 Identificação dos estágios larvais	43
.....	45
4.6.1.5 Alimentação	46
4.6.1.6 Manejo e rotina diários	48

4.6.1.7 Despesca, contagem e transferência para a fase II	48
4.6.2 Larvicultura (Fase II).....	50
4.6.2.1 Desinfecção dos módulos de fase II	51
4.6.2.2 Preparação dos módulos de fase II	51
4.6.2.3 Recepção e estocagem das pós-larvas	53
4.6.2.4 Alimentação	53
4.6.2.5 Manejos e rotinas diárias	54
4.7 EXPEDIÇÃO	55
4.8 VENDA DE PÓS LARVAS	56
4.8.1 Vendas em caminhões.....	56
4.8.2 Vendas em sacos plásticos	57
5. PRÁTICAS DE BIOSSEGURANÇA	58
6. CONCLUSÃO.....	59
7. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	59
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	61

RESUMO

Este relatório refere-se ao Estágio Supervisionado Obrigatório (ESO), realizado entre os meses de maio e julho de 2025 no laboratório de produção de pós-larvas de camarão marinho *Penaeus vannamei* da empresa Carapitanga Larvi. Durante o período, foram observadas e analisadas todas as etapas dos principais setores produtivos, incluindo maturação, desova, larvicultura (fases I e II) e produção de alimento vivo (microalgas e artêmia). As atividades rotineiras relacionadas à obtenção de pós-larvas foram acompanhadas e executadas, proporcionando uma compreensão prática e abrangente de todo o processo produtivo. Assim, este relatório apresenta uma descrição objetiva e detalhada das etapas realizadas ao longo do estágio, abordando desde os processos reprodutivos até a obtenção do produto final. Além disso, são descritos os procedimentos de biossegurança adotados pela empresa, bem como a comercialização das pós-larvas até o produtor. A vivência prática permitiu integrar os conhecimentos adquiridos na graduação à rotina produtiva, aprofundando a compreensão sobre reprodução, manejo larval, protocolos de alimentação, controle da qualidade da água e produção de alimento vivo. Assim, o estágio contribuiu significativamente para o desenvolvimento de habilidades técnicas e operacionais, fortalecendo a formação profissional e a capacidade de atuação no setor.

Palavras-chave: larvicultura, pós-larva, aquicultura.

ABSTRACT

This report refers to the Supervised Internship (ESO), carried out between May and July 2025 at the postlarvae production laboratory for the marine shrimp *Penaeus vannamei* at the company Carapitanga Larvi. During this period, all stages of the main production sectors were observed and analyzed, including maturation, spawning, hatchery (phases I and II), and live feed production (microalgae and *Artemia*). Routine activities related to the production of postlarvae were monitored and performed, providing a practical and comprehensive understanding of the entire production process. Accordingly, this report presents an objective and detailed description of the stages completed throughout the internship, covering the production cycle from reproduction to the final product. Additionally, it describes the biosafety procedures adopted by the company, as well as the commercialization process of the postlarvae to the producer. The practical experience made it possible to integrate the knowledge acquired during the undergraduate program with the production routine, deepening the understanding of reproduction, larval management, feeding protocols, water quality control, and live feed production. Thus, the internship significantly contributed to the development of technical and operational skills, strengthening professional training and the ability to work in the sector.

Keywords: hatchery, postlarvae, aquaculture

1. INTRODUÇÃO

Historicamente, a produção de camarões marinhos teve início na década de 1930, no Japão, com o cientista Motosaku Fujinaga, responsável por realizar, pela primeira vez, a desova de camarões em ambiente controlado. A espécie utilizada foi a *Penaeus japonicus*, o que permitiu a produção de pós-larvas em larga escala, representando um marco significativo para o desenvolvimento da carcinicultura (CHAMBERLAIN, 2010). No Brasil, a atividade começou por volta da década de 1970, ainda em caráter experimental, no estado do Rio Grande do Norte, utilizando a espécie nativa *Penaeus brasiliensis* e a exótica *P. japonicus*. Esse período foi caracterizado por tentativas e erros, com diversos desafios, como a inadequação das áreas, a falta de infraestrutura apropriada e as limitações biológicas da *P. japonicus*, que apresentava baixa tolerância à alta salinidade e temperatura – condições comuns no litoral nordestino (COELHO; NUNES, 2016).

Apenas os produtores que conseguiram se adaptar a essas adversidades permaneceram na atividade, optando por espécies nativas como *Penaeus subtilis* e *P. schmitti*. Ainda assim, a produção dependia fortemente do ambiente natural: fêmeas e pós-larvas eram capturadas em mar aberto, zonas costeiras e estuarinas, e posteriormente conduzidas à desova em laboratório e à estocagem nos viveiros. No entanto, os resultados permaneciam insatisfatórios, devido à ausência de dietas balanceadas e de tecnologias adequadas às necessidades do setor (IGARASHI, 2025).

Um novo cenário se iniciou em 1987, na Bahia, com a introdução do cultivo semi-intensivo do camarão marinho *Penaeus vannamei*, espécie que rapidamente se destacou por suas características zootécnicas e biológicas favoráveis. As técnicas de larvicultura e engorda foram mantidas em sigilo até aproximadamente 1993, quando os primeiros laboratórios passaram a produzir em escala comercial. A partir desse momento, o setor vivenciou uma rápida expansão, impulsionada pela adoção de novos sistemas de cultivo e pelo desenvolvimento de tecnologias nacionais, como rações formuladas especificamente para a espécie.

Entre 1996 e 1999, a produção anual apresentou crescimento expressivo, variando entre 67% e 86%. Com o aumento da demanda por pós-larvas (PL) de *P. vannamei*, o país passou a contar com 16 larviculturas comerciais em operação, alcançando uma produção mensal superior a 500 milhões de PL (NUNES; ROCHA, 2004). Esse cenário favorável renovou a credibilidade da carcinicultura nacional, atraindo investimentos governamentais voltados à modernização da infraestrutura e à otimização dos processos produtivos (NUNES, 2009). De acordo com os

últimos dados da Associação Brasileira de Criadores de Camarão (ABCC), o Brasil possuía cerca de 32 unidades de larvicultura dedicadas à produção de pós-larvas de *Penaeus vannamei* no ano de 2014 (ABCC, 2015), o dobro em comparação aos anos 1990.

Posteriormente, o setor consolidou-se de forma ainda mais significativa. Segundo dados levantados pelo IBGE, em 2021 foram produzidos aproximadamente 14,2 bilhões de pós-larvas de *P. vannamei* no Brasil, resultando em um faturamento de R\$ 197,4 milhões. Em relação a 2020, isso representa um crescimento de 13,75% na produção e de 12,56% no valor gerado pelos laboratórios (PANORAMA DA AQUICULTURA, 2022). Já entre 2013 e 2023, a produção nacional aumentou de cerca de 11,1 milhões para mais de 20,5 milhões de milheiros, o que equivale a um crescimento superior a 84% (ABCC, 2024). Esse avanço expressivo está diretamente relacionado ao aumento da demanda por juvenis de qualidade e à modernização das larviculturas brasileiras. Diante desse cenário em constante evolução tecnológica, torna-se essencial o domínio dos processos de maturação e larvicultura, com foco no controle rigoroso dos parâmetros físico-químicos e microbiológicos, conforme as exigências da espécie cultivada.

Atualmente, a carcinicultura – ramo da aquicultura voltado para o cultivo de camarões em cativeiro – tem se destacado como uma das atividades de produção aquícola mais dinâmicas no Brasil. A aquicultura, de forma geral, consiste na criação de organismos aquáticos em ambientes confinados controlados ou semicontrolados, tanto em ambientes continentais quanto marinhos (OLIVEIRA, 2009). Em plena expansão, a carcinicultura brasileira registrou um crescimento de 13% na produção em 2023, em comparação ao ano anterior, totalizando 127,5 mil toneladas. Esse desempenho consolidou o Brasil como o sétimo maior produtor mundial de camarão marinho (ABCC, 2024).

A Região Nordeste se destaca amplamente na atividade, concentrando 99,6% de toda a produção nacional. Dentro desse cenário, os estados do Ceará e do Rio Grande do Norte são os principais produtores, respondendo por 57,0% e 19,4% da produção, respectivamente (IBGE, 2024). Esse protagonismo nordestino está diretamente relacionado às condições climáticas favoráveis da região, como altas temperaturas ao longo do ano e curtas estações chuvosas, que contribuem para uma maior produtividade e eficiência nos cultivos (NUNES; MARTINS, 2018). A cadeia produtiva da carcinicultura no Nordeste segue bem consolidada e conta com um completo e desenvolvido pacote tecnológico, incluindo laboratórios de produção de pós-larvas, fábricas de ração especializada e modernas unidades de processamento – infraestrutura

que insere a região como o principal polo produtivo do setor no país. Entretanto, essa produção apresenta uma marcante concentração geográfica: apenas os estados do Ceará e Rio Grande do Norte respondem por mais de 95% da produção nacional de larvas e pós-larvas de camarão, principal insumo da cadeia, tornando-se um desafio para pequenos e médios produtores (XIMENES et al., 2023).

2. OBJETIVO

Acompanhar e compreender as atividades e os processos desenvolvidos nos diversos setores do laboratório de larvicultura da empresa Carapitanga, integrando o conhecimento técnico-científico adquirido ao longo da graduação com a prática produtiva voltada à obtenção de pós-larvas de camarão marinho.

3. CARACTERIZAÇÃO DO LABORATÓRIO DA CARAPITANGA LARVI

O laboratório de produção de pós-larvas “Carapitanga Larvi” integra o Grupo Carapitanga, empresa consolidada há mais de 20 anos no setor da carcinicultura. O grupo atua em diversas áreas, incluindo engorda, larvicultura, tecnologia do pescado e produção de insumos, como ração. Atualmente, possui uma produção anual de aproximadamente 8 mil toneladas de camarão marinho, distribuída em uma área de cerca de 2.070 hectares de lâmina d’água, com mais de 546 viveiros instalados em 16 fazendas localizadas na região Nordeste (CARAPITANGA, 2025). Fundada em 2024, a Carapitanga Larvi tem como principal objetivo a produção de pós-larvas de *Penaeus vannamei*, atendendo prioritariamente à demanda interna do grupo e, de forma limitada, a pequenos e médios produtores da região Nordeste.

O laboratório está situado na Fazenda Costa Dourada, antiga Netuno Internacional LTDA, atualmente arrendada pela Carapitanga Indústria de Pescados do Brasil - LTDA. Suas instalações foram adaptadas e construídas especialmente para a larvicultura, localizando-se a 9,6 km do centro de Sirinhaém, em Pernambuco. A estrutura do laboratório é composta por setores bem definidos: captação e tratamento de água, maturação e desova, cultivo de microalgas, produção de artêmia, larvicultura (fase I e II), expedição e venda de pós-larvas, além de ambientes administrativos e operacionais (Figura 1).



- 1 - Captação e tratamento de água;
- 2 - Quarentena
- 3 - Maturação
- 4 - Desova
- 5 - Larvicultura (fase I)
- 6 - Larvicultura (fase II)
- 7 - Expedição
- 8 - Microscopia
- 9 - Cepário/Inoculação (microalgas)
- 10 - Produção de artêmia
- 11 - Administrativo
- 12 - Cultivo massivo (microalgas)
- 13, 14, 15, 16 e 17 - Operacional (alojamentos, banheiros, gerador, cozinha, copa e guarita)

Figura 1 - Imagem via satélite da área pertencente a Carapitanga Larvi

Fonte: Google Earth

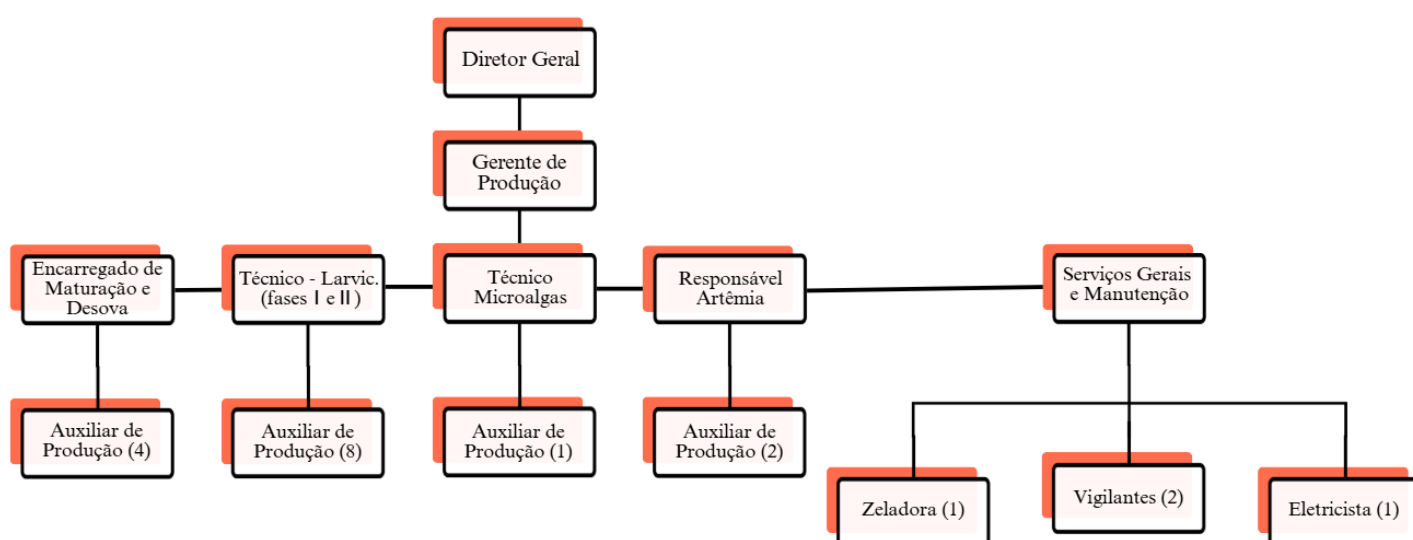


Figura 2 - Organograma técnico administrativo da Carapitanga Larvi

Fonte: Do autor

A Carapitanga Larvi conta com aproximadamente 23 funcionários distribuídos entre os diversos setores do laboratório, conforme ilustrado na Figura 2. Devido à natureza contínua das atividades, que não podem ser interrompidas durante o período noturno, os funcionários são organizados em diferentes turnos. Ainda assim, a maior parte da equipe atua nos períodos da manhã e da tarde.

O laboratório apresenta uma capacidade produtiva mensal estimada entre 90 e 100 milhões de pós-larvas, considerando o funcionamento integrado das fases I e II da larvicultura.

Essa variação depende diretamente da densidade de estocagem inicial e das taxas de sobrevivência, as quais podem oscilar ao longo dos ciclos produtivos em função de fatores ambientais e de manejo. Na fase I, a produtividade varia entre 280.000 e 373.000 PL/m³. Essa etapa compreende o desenvolvimento larval de náuplios (N3–N5) até pós-larvas iniciais (PL1–2), sendo essencial para garantir o volume e a qualidade dos organismos transferidos à fase seguinte. Na fase II, onde ocorre o crescimento das PL1–2 até o estágio comercial, a produtividade varia aproximadamente entre 81.000 e 93.000 PL/m³. Essa menor densidade relativa reflete a maior exigência em espaço, qualidade de água, manejo alimentar e controle sanitário.

4. PROCESSOS DE PRODUÇÃO DE PÓS-LARVAS

4.1 Captação e tratamento de água

O tratamento da água constitui uma etapa fundamental para assegurar a biossegurança e a qualidade do ambiente de cultivo, especialmente durante a fase larval, que é extremamente sensível a variações físico-químicas e à presença de microrganismos patogênicos. De acordo com Mourinho et al. (2008), falhas no controle da qualidade da água, particularmente na etapa de desinfecção, podem favorecer o crescimento de bactérias oportunistas, como *Vibrio* spp., comprometendo significativamente a produção. Nesse contexto, a adoção de um tratamento eficaz da água de captação é essencial, pois contribui para a redução da carga microbiana e para a prevenção de surtos de enfermidades, resultando em maiores taxas de sobrevivência e melhor desempenho larval.

Para que essa biossegurança seja alcançada, é necessário que a água utilizada seja de qualidade adequada. De acordo com Campos (2001), a água ideal para a larvicultura de camarão deve ser de origem oceânica, captada em áreas afastadas de fontes de poluição, com salinidade em torno de 35 ppt, pH entre 7,5 e 8,5, e temperatura variando entre 26 e 32 °C. Em Barra de Sirinhaém, a temperatura da água apresenta variações sazonais significativas, oscilando entre 26 °C nos períodos mais frios e 29 °C nas épocas mais quentes. Além disso, o regime de chuvas se estende por aproximadamente 5 meses, podendo impactar diretamente a salinidade, enquanto o período seco, com duração média de 7 meses, tende a favorecer maior estabilidade desse parâmetro (WEATHER SPARK, 2024).

Apesar do período seco prolongado, a proximidade com a foz do rio Sirinhaém ocasiona instabilidade natural na salinidade da água. Durante os períodos mais chuvosos, o aumento no volume de água doce pode provocar reduções significativas nos níveis salinos. No laboratório,

foram registradas variações entre 20 e 30 ppt, exigindo, em determinados períodos do ano, a correção desses valores por meio da adição de sal marinho, a fim de atingir os parâmetros ideais para o cultivo, entre 25 e 30 ppt.

Essas oscilações de salinidade podem impactar diretamente o desempenho produtivo do *Penaeus vannamei*, sobretudo nas fases iniciais de desenvolvimento. Segundo Bray et al. (1994), salinidades inferiores a 15 ppt afetam negativamente tanto o crescimento quanto a sobrevivência de pós-larvas e juvenis, sendo que os melhores desempenhos zootécnicos são observados em faixas intermediárias, entre 20 e 25 ppt. Os autores destacam que, embora a espécie apresente ampla tolerância salina, valores muito baixos exigem maior esforço osmótico por parte dos organismos, comprometendo o aproveitamento energético, o crescimento e a resistência a patógenos. Por outro lado, salinidades muito elevadas também resultam em estresse osmótico, levando à desidratação e à maior demanda energética para a manutenção da homeostase, o que reduz o desempenho e pode afetar a sobrevivência (BOYD, 2015; CHEN et al., 2020).

O sistema de captação de água salgada está localizado próximo à praia de Barra de Sirinhaém, atrás do laboratório. Ponteiras com telas acopladas são inseridas abaixo da linha da maré, atuando como filtros mecânicos que retêm partículas maiores e impedem a entrada de organismos indesejados. A água é conduzida por tubulações de PVC conectadas a duas bombas centrífugas de 2 HP, operando de forma alternada (Figura 3), e armazenada em tanques de fibra de vidro, sendo oito com capacidade de 60 m³ e dois com 275 m³ (Figura 4). Após o armazenamento, realiza-se o processo de cloração com o produto Desinfetante de Uso Geral Agrolimp Cloro, fornecido pela Agroquímica Nordeste, contendo 10% de hipoclorito de sódio (NaOCl). Conforme instruções do fabricante, o produto é diluído na proporção de 1 parte para 20 partes de água, formando uma solução com aproximadamente 4.762 ppm de cloro ativo por litro. São aplicados 15 L dessa solução nos tanques de 60 m³, resultando em uma concentração final de cerca de 1,19 ppm de cloro ativo. Nos tanques de 275 m³, a aplicação de 25 L da mesma solução gera aproximadamente 0,43 ppm. A água permanece em contato com o desinfetante por 24h, garantindo sua eficácia antes do uso nas etapas subsequentes.

De acordo com a FAO (2000), a desinfecção eficaz da água marinha recomenda a aplicação de 30 mL de hipoclorito de sódio a 10% por metro cúbico de água, o que equivale a cerca de 3 ppm de cloro ativo, com tempo mínimo de contato de 15 minutos. Portanto, as

concentrações atualmente utilizadas estão abaixo da recomendação internacional, podendo ser otimizadas conforme avaliação microbiológica da água, salinidade e carga orgânica local.

Após o período de cloração, kits específicos são utilizados para verificar a presença de cloro residual. Somente após a confirmação da ausência desse composto, a água é conduzida aos filtros de areia, onde ocorre uma etapa adicional de purificação física. Concluído esse processo, a água é considerada apta para distribuição e uso nos diversos setores do laboratório, garantindo assim um ambiente seguro e adequado para o desenvolvimento larval do camarão.



Figura 3 - Bombas centrífugas para captação de água do mar

Fonte: Do autor



Figura 4 - Tanques de fibra de vidro para armazenamento de água do mar

Fonte: Do autor

O sistema de filtração do laboratório é composto por três unidades de filtros de areia pressurizados. Um desses filtros atende aos oito tanques com capacidade de 60 m³ (ou 60 toneladas) (Figura 5a), enquanto os outros dois são destinados, individualmente, a cada um dos tanques de 275 m³ (ou 275 toneladas) (Figura 5b). Esse tipo de filtro é amplamente empregado em sistemas de produção aquícola, especialmente na larvicultura de camarões marinhos, devido à sua alta eficiência na remoção de sólidos suspensos. O impedimento da entrada de sedimentos, organismos indesejados e material particulado, contribui significativamente para a manutenção da qualidade da água, evitando a introdução de potenciais vetores de patógenos (FAO, 1996).

O processo de filtração ocorre pela passagem da água através de um leito de areia granulada, que retém partículas como matéria orgânica, sedimentos, algas e microrganismos. O funcionamento do sistema baseia-se na pressurização da água, que facilita sua passagem pelo meio filtrante. Na parte superior do filtro, há uma válvula multifuncional que permite operar o

sistema em diferentes modos: filtração, retrolavagem, enxágue, recirculação, drenagem e fechamento. Para manter a eficiência do sistema, é essencial realizar a retrolavagem constantemente, a fim de remover os resíduos acumulados no leito de areia ao longo do tempo. Devido à salinidade da água utilizada, esses filtros são, em geral, fabricados com materiais resistentes à corrosão, como fibra de vidro reforçada ou termoplástico, garantindo maior durabilidade e segurança na operação.



Figura 5 - Filtros de areia pressurizado – (a) Para os tanques de 60 T (b) Para os tanques de 275 T

Fonte: Do autor

4.2 SETOR DE PRODUÇÃO DE MICROALGAS

Os organismos que compõem o fitoplâncton e o zooplâncton são essenciais para o desenvolvimento e a sobrevivência de larvas e juvenis de diversas espécies aquáticas. Por essa razão, é fundamental estabelecer condições adequadas para o crescimento e a manutenção desses alimentos vivos (LOPES, 2010). As microalgas, organismos unicelulares e fotossintéticos, têm a capacidade de produzir compostos com alto valor biológico, como macro e micronutrientes. Além de serem fonte direta de alimento nas fases iniciais do ciclo de vida do camarão marinho (especialmente na fase de zoea), elas contribuem significativamente em concentrações adequadas para o controle e a manutenção da qualidade da água, atuando no equilíbrio dos níveis de oxigênio e dióxido de carbono, além de funcionarem como recicladoras de compostos nitrogenados (PRIYADARSHANI et al., 2012). Para selecionar espécies de microalgas que atendam às exigências nutricionais das larvas de camarão, é imprescindível considerar tanto seu valor nutricional quanto sua capacidade de produção em larga escala, levando em conta as condições climáticas da região onde o cultivo será realizado.

A unidade Carapitanga Larvi conta com uma estrutura composta por um cepário, uma sala para produção de microalgas em pequena escala e um ambiente externo destinado ao cultivo massivo, além de um espaço reservado para armazenagem de fertilizantes, vidrarias e equipamentos. No laboratório, são utilizadas duas espécies de diatomáceas, comumente empregadas em larviculturas: *Chaetoceros* sp. e *Thalassiosira* sp. O sistema de cultivo segue um processo de repicagem e transferência para recipientes de volumes progressivamente maiores. Em relação aos parâmetros de qualidade de água a salinidade é mantida em torno de 25 a 30ppt e o pH entre 7,0 e 8,0. A produção se inicia em tubos de ensaio, evolui para Erlenmeyers de 1000 e 2000mL, segue para baldes plásticos graduados de 11 e 20 L, depois para cilindros de 500 L no ambiente externo, finalizando em tanques circulares com capacidade de 8000 L, ambos feitos de fibra de vidro.

4.2.1 Cepário

O ambiente destinado ao cultivo de cepas (Figura 6) segue rigorosos critérios de controle, com a temperatura mantida entre 18 °C e 20 °C. O local é equipado com lâmpadas fluorescentes e um sistema de aeração instalado nas prateleiras. O acesso é restrito a um único funcionário, responsável por todas as etapas do processo, incluindo desinfecção, repicagem e produção das microalgas. As duas espécies de microalgas cultivadas seguem os mesmos padrões de produção.



Figura 6 - Cepário para microalgas - Tubos de ensaio e Erlenmeyer

Fonte: Do autor

O processo tem início com uma cepa das microalgas *Chaetoceros* sp. e *Thalassiosira* sp, proveniente do banco de cepas do laboratório, que é primeiramente repicada para tubos de

ensaio. O manejo é realizado diariamente, com a agitação manual dos tubos e a posterior transferência (repicagem) para frascos Erlenmeyer de 250mL. Esse volume é composto por água previamente fertilizada, proveniente de um Erlenmeyer de 1000mL. Toda a transferência de líquidos ao longo do processo é realizada com o uso de pipetas volumétricas, garantindo precisão e evitando variações nos volumes utilizados. Além disso, como medida preventiva contra contaminações, é obrigatória a flambagem das bordas das vidrarias, tanto dos tubos de ensaio quanto dos Erlenmeyer, antes da adição dos fertilizantes e da cepa de microalgas.

Antes da utilização, todo o material (utensílios e vidrarias) passa por um rigoroso processo de assepsia, que inclui lavagem com cloro, ácido e detergente, este processo é realizado antes de cada novo ciclo de cultivo. Em seguida, as vidrarias são autoclavadas. No caso dos Erlenmeyer contendo água do mar, estes são fechados com papel alumínio e/ou papel manteiga e esterilizados em autoclave a 120 °C por 10 minutos. Após o processo, com o auxílio de luvas térmicas, os frascos são retirados para dar início à etapa de fertilização (Tabela 1).

A preparação dos tubos de ensaio é realizada utilizando-se água previamente fertilizada, proveniente de frascos Erlenmeyer de 1000mL. Para cada Erlenmeyer de 250mL, são preparados dois tubos de ensaio com volumes de 5mL e 7mL, nos quais são adicionados 1mL e 2mL da cepa de microalgas, respectivamente. Esses tubos são utilizados para a inoculação dos frascos de 250mL, assegurando a continuidade do cultivo. Nos frascos de maiores volumes, são utilizados 800mL e 1600mL de água do mar tratada para os Erlenmeyer de 1000mL e 2000mL, respectivamente. A fertilização dessa água é realizada conforme os parâmetros estabelecidos na Tabela 1. Posteriormente, o conteúdo dos frascos de 250mL é transferido para os de 1000mL até que estes completem seu volume total. Para os Erlenmeyer de 2000mL, utiliza-se um frasco de 1000mL para a inoculação de dois recipientes. O volume remanescente do inóculo é descartado em ambas as situações. Todo esse processo de escalonamento, desde a preparação inicial até a inoculação dos frascos de maior volume, tem duração aproximada de três dias. Após esse período, os Erlenmeyer são encaminhados para a sala de inoculação.

A sala de inoculação é mantida sob temperatura controlada de 20 °C, ambiente ideal para o desenvolvimento inicial das microalgas. Este espaço é equipado com lâmpadas fluorescentes, prateleiras de concreto revestidas com cerâmica e tubulações de PVC, por onde circula o sistema de aeração individual (Figura 7a). Todos os baldes graduados utilizados na inoculação são mantidos nesta sala e recebem aeração por mangueiras de silicone, após passarem por um rigoroso processo de desinfecção, que envolve a aplicação sequencial de

cloro, ácido e detergente, visando à eliminação de microrganismos contaminantes. Inicialmente, os baldes são preenchidos com água salgada previamente tratada, por meio de uma mangueira conectada à rede hidráulica. Um filtro de 5 micras é utilizado nesse processo para a remoção de possíveis resíduos sólidos. Os volumes utilizados variam de acordo com a capacidade dos recipientes: Baldes de 11 L são preenchidos com 8 L de água tratada; Baldes de 20 L são inicialmente preenchidos com 13 L.

Após o enchimento, o conteúdo de cada balde é fertilizado conforme os protocolos descritos na Tabela 1. Em seguida, procede-se à inoculação das microalgas: Para cada balde de 11L, adiciona-se o conteúdo de um Erlenmeyer de 2.000mL com cultura de microalgas na fase exponencial da curva de crescimento, onde o volume chegará a 10L (Figura 7b); Para cada dois baldes de 20L, utiliza-se o conteúdo de um balde de 11L previamente inoculado, dividindo-se igualmente entre eles, até que cada balde alcance 18 L de volume útil (Figura 7c). As culturas permanecem incubadas por três dias em cada processo, sob iluminação e aeração contínuas, tempo suficiente para garantir o estabelecimento da cultura e o crescimento inicial. Após esse período, os baldes são então direcionados para os cilindros externos, onde ocorre o cultivo massivo das microalgas em maiores volumes.

Tabela 1 - Volume dos nutrientes por recipientes utilizados no setor de microalgas

Vidrarias (volume)	Fertilizantes/Nutrientes (mL)			
	Nitrato + Fosfato	Metassilicato de sódio	EDTA + Soluções + Cloreto de ferro	Mix de vitaminas (tiamina, biotina e cianocobalamina)
Erlenmeyer (1000mL)	1,5	1,5	1,5	1,0
Erlenmeyer (2000mL)	2,0	2,0	2,0	0,8
Balde graduado (12L)	5,0	5,0	5,0	2,5
Balde graduado (20L)	10,0	10,0	10,0	5,0
Cilindro (500L)	95,0	95,0	95,0	40,0
Caixas (8000L)	300,0	300,0	300,0	650,0

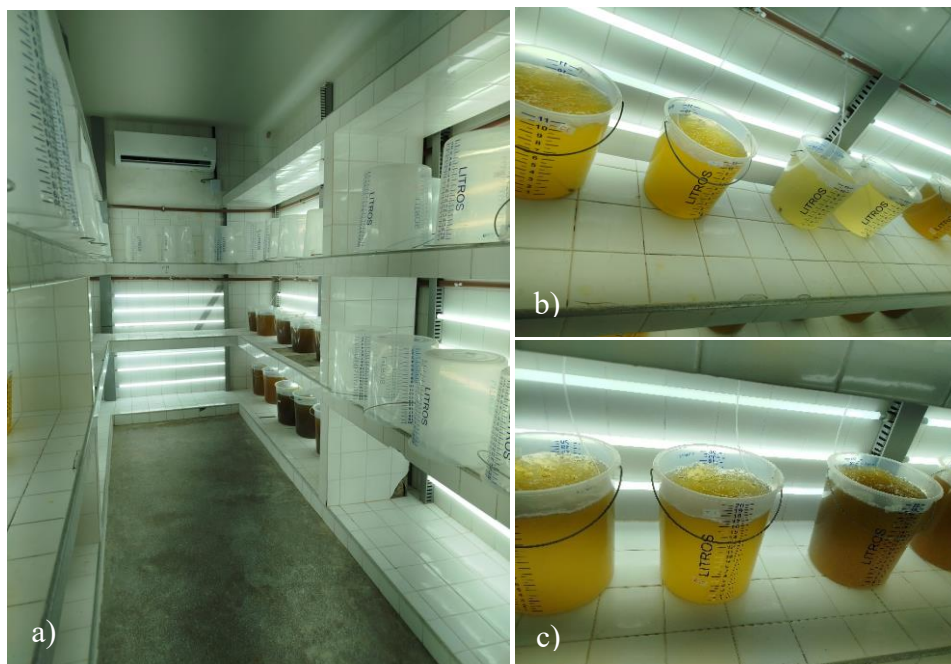


Figura 7 - Produção interna - (a) Sala de inoculação (b) Baldes graduados (11L) (c) Baldes graduados (20L)

Fonte: Do autor

4.2.2 Cultivo massivo das microalgas

Os métodos utilizados para o cultivo de microalgas em larga escala podem ser classificados em três principais sistemas: lote (batch), semicontínuo e contínuo. No sistema em lote, o cultivo é transferido sucessivamente para volumes maiores de água previamente enriquecida com nutrientes, sempre antes de a cultura atingir a fase estacionária do crescimento celular. Já no sistema semicontínuo, realiza-se a retirada de uma fração da cultura quando ela atinge uma densidade celular adequada, antes de seu pico máximo. Imediatamente após essa retirada, adiciona-se o mesmo volume de meio de cultivo enriquecido com nutrientes. Por fim, o sistema contínuo opera com fluxo constante, mantendo as células em equilíbrio dinâmico. Nesse caso, o volume da cultura permanece estável devido à adição contínua de nutrientes em proporção ao volume retirado, garantindo condições ideais para o crescimento celular (GOMES, 1986; TORRENTERA & TACON, 1989).

De acordo com OLIVEIRA (1995), na alimentação de larvas de camarões, é indicado o uso exclusivo de culturas de microalgas que se encontrem na fase exponencial de crescimento. Nesse estágio, as células apresentam alta atividade metabólica, especialmente nos processos relacionados à síntese de lipídios, o que resulta na produção de ácidos graxos poli-insaturados (nutrientes essenciais para o desenvolvimento larval). Com o avanço do cultivo para fases posteriores, ocorre a ativação da liponogênese, processo no qual predominam ácidos graxos de cadeia curta, menos adequados para suprir as necessidades nutricionais das larvas. No

laboratório da Carapitanga Larvi, adota-se o sistema de cultivo do tipo lote (batch) para a produção de microalgas em larga escala.

O processo tem início com a transferência das culturas a partir de baldes graduados de 20 L para cilindros de fibra de vidro com capacidade total de 600 L. Cada cilindro é preenchido com 450 L de água salgada previamente tratada (Figura 8a), a qual é enriquecida com nutrientes conforme descrito na Tabela 1. Em seguida, o volume é completado com dois baldes de 20 L por cilindro de cultura algal, totalizando um volume de 500L por cilindro (Figura 8b).



Figura 8 - Cultivo massivo de microalgas – (a) Cilindro apenas com água salgada (b) Cilindro fertilizado contendo a cultura algal

Fonte: Do autor

O setor de cultivo conta com seis cilindros ativos, cada um equipado com sistema de aeração individual, operado por mangueiras conectadas a sopradores. Após três dias de cultivo, o conteúdo dos cilindros é transferido para tanques de produção em fibra de vidro, por meio de uma bomba centrífuga acoplada a mangueiras de transferência. O laboratório dispõe de 20 tanques com capacidade de 8.000 L, os quais são preenchidos com 6.500 L de água salgada previamente tratada (Figura 9) e fertilizados conforme a Tabela 1. A cada transferência, um cilindro é destinado a um tanque.



Figura 9 - Cultivo massivo de microalgas - Caixas de 8000L

Fonte: Do autor

O cultivo nos tanques tem duração de aproximadamente três dias. As microalgas são transferidas para o setor de larvicultura quando atingem concentrações entre $7,0 \times 10^5$ e $9,0 \times 10^5$ células/mL, faixa considerada ideal para aplicação, segundo Menezes (2002). Todo o sistema, desde o cepário (ambiente interno) até os tanques de produção (ambiente externo), é mantido sob aeração contínua com uso de sopradores, assegurando a oxigenação necessária ao metabolismo celular das microalgas.

O acompanhamento do crescimento algal é realizado por meio de monitoramentos periódicos ao microscópio, onde é possível a análise da morfologia das células e a detecção precoce de possíveis contaminações microbianas. Entretanto, a ausência de monitoramento frequente da densidade celular no laboratório pode representar um fator limitante para a eficiência produtiva.

4.2.3 Fertilização

Os nutrientes são fontes essenciais para o desenvolvimento e crescimento das microalgas. Dessa forma, é imprescindível garantir o fornecimento de macronutrientes, como nitrogênio e fósforo, bem como de outros elementos não limitantes ao crescimento, incluindo cálcio, magnésio, sódio, potássio, cloro, enxofre e ferro. Também são necessários micronutrientes como zinco, cobre, manganês, cobalto, molibdênio e boro, além das vitaminas. Todos importantes para o desenvolvimento adequado das microalgas (WOJCIECHOWSKI et al., 2013).

No laboratório, realiza-se semanalmente a preparação de 15 L de cada tipo de fertilizante utilizado, com o intuito de suprir a demanda contínua da produção de microalgas (Tabela 1). Após o preparo, os fertilizantes são armazenados em baldes vedados, mantidos à temperatura de 20 °C, e permanecem disponíveis para uso conforme a necessidade. À medida que o volume armazenado é consumido, realiza-se sua reposição utilizando água destilada e os insumos correspondentes. Cada insumo possui uma quantidade padrão, expressa em gramas, que é pesada em balança analítica e multiplicada de acordo com o volume a ser preparado. Em seguida, os componentes são devidamente homogeneizados no balde contendo água destilada.

Ressalta-se que, por orientação empresarial, a formulação exata dos fertilizantes não pôde ser disponibilizada pelo laboratório. Por fim, o processo de fertilização dos recipientes de cultivo deve seguir rigorosamente a ordem de adição dos insumos, obedecendo à seguinte sequência:

- **Fertilizante 1** – Nitrato e Fosfato;
- **Fertilizante 2** – Metassilicato de sódio;
- **Fertilizante 3** – EDTA (Ácido Etilenodiaminotetracético), Soluções Traço e Cloreto de Ferro;
- **Fertilizante 4** – Mix de Vitaminas (tiamina, biotina e cianocobalamina)

4.3 SETOR DE PRODUÇÃO DE ARTÊMIA

A *Artemia franciscana*, popularmente conhecida como "camarão de salmoura" ou *brine shrimp*, é um microcrustáceo pertencente à classe Branchiopoda. Esse organismo apresenta ampla diversidade biológica e distribuição geográfica global, sendo encontrado em ambientes hipersalinos de diversas regiões do mundo. Dentre as espécies utilizadas na alimentação de larvas de organismos aquáticos a *A. franciscana* destaca-se como a mais empregada na aquicultura, especialmente no cultivo de larvas de camarões marinhos, devido ao seu elevado valor nutricional, alta taxa de eclosão, facilidade de manejo e disponibilidade comercial (LAVENS; SORGELOOS, 1996).

O setor do laboratório da Carapitanga Larvi destinado à produção de artêmia conta atualmente com uma sala específica para o processo de desencapsulação. Essa sala está equipada com quatro *carboys* de 2000 L cada, com volume útil médio de 1800 L por unidade. Cada *carboy* (Figura 10a) possui uma entrada de ar central na parte superior, paredes laterais e tampas pintadas com tinta preta, e fundo transparente, permitindo entrada de luz para a retirada

dos náuplios. Além disso, a sala dispõe de um eclodidor de artêmia (Figura 10b), utilizado para a lavagem dos náuplios após a eclosão dos cistos e um sistema de iluminação e aeração próprio.



Figura 10 - Equipamentos sala de artêmia - (a) Carboy (b) Eclodidor de artêmia

Fonte: Do autor

4.3.1 Preparação dos *carboys* e produção de artêmia

O processo de produção de artêmia no laboratório da Carapitanga Larvi inicia-se com o enchimento de cada *carboy* com 1900 L de água do mar previamente tratada (Figura 11a). Em seguida, são analisados os parâmetros físico-químicos da água, com atenção especial à salinidade (ppt), alcalinidade total (mg CaCO_3/L) e temperatura ($^{\circ}\text{C}$). A salinidade deve ser mantida entre 30 e 31ppt, enquanto a alcalinidade ideal é de 140 mg CaCO_3/L . Caso necessário, esses parâmetros são ajustados utilizando sal marinho (para correção da salinidade) e bicarbonato de sódio (para correção da alcalinidade). Após o ajuste da água, prepara-se o meio para a eclosão, com a adição de 1ppm de EDTA (Ácido Etilenodiaminotetracético) previamente dissolvido, este produto funciona como um agente quelante que auxilia na complexação de metais pesados, como cobre, zinco, chumbo e mercúrio, reduzindo sua biodisponibilidade na água e contribuindo para a estabilidade da qualidade da água (ZHANG et al., 2021).

Posteriormente, é adicionado 1,5 kg de cistos desidratados de artêmia em cada *carboy*, aproximadamente (0,83g/L). Estes são então submetidos a um regime intenso e contínuo de luz e aeração por um período de 24h, favorecendo a eclosão dos náuplios (Figura 11b). Concluída a eclosão, a aeração é interrompida e os *carboys* são tampados para impedir a entrada de luz pela parte superior. Essa medida é importante porque os náuplios de artêmia apresentam

fototaxia positiva, ou seja, movem-se em direção à luz, que nesse caso, é direcionada para a parte inferior do tanque, facilitando a separação dos cistos não eclodidos e das cascas flutuantes, que se acumulam na superfície.

A coleta dos náuplios é feita pela válvula inferior do *carboy*. Através dela, os náuplios são direcionados para um balde perfurado, acoplado a uma bolsa de nylon confeccionada com tela de 100µm, que retém os organismos e permite a passagem da água excedente. Posteriormente, os náuplios são transferidos para um eclodidor de artêmia (Figura 11c), onde são lavados com fluxo constante de água limpa. Nos primeiros 10 minutos da lavagem, adicionam-se 5mL de PVPI (polivinilpirrolidona-iodo), com o objetivo de promover a desinfecção. Em seguida, a lavagem continua por mais 15 minutos com aeração contínua. Durante esse processo, uma haste metálica é colocada na parte central do eclodidor para atrair e remover eventuais resíduos de cistos remanescentes.

O cisto utilizado no setor de artêmia é fornecido pela INVE Aquaculture e incorpora a tecnologia SEP-Art®. Essa inovação consiste no recobrimento dos cistos de artêmia com partículas magnéticas inertes, geralmente compostas por óxido de ferro. Tal processo possibilita que, após a eclosão, os cistos não eclodidos e as cascas vazias sejam facilmente removidos do meio de incubação por meio de campos magnéticos, resultando em náuplios limpos e prontos para a alimentação em larviculturas. A aplicação dessa técnica aumenta significativamente a eficiência do manejo e reduz os riscos de contaminação durante a produção (THE FISH SITE, 2012).

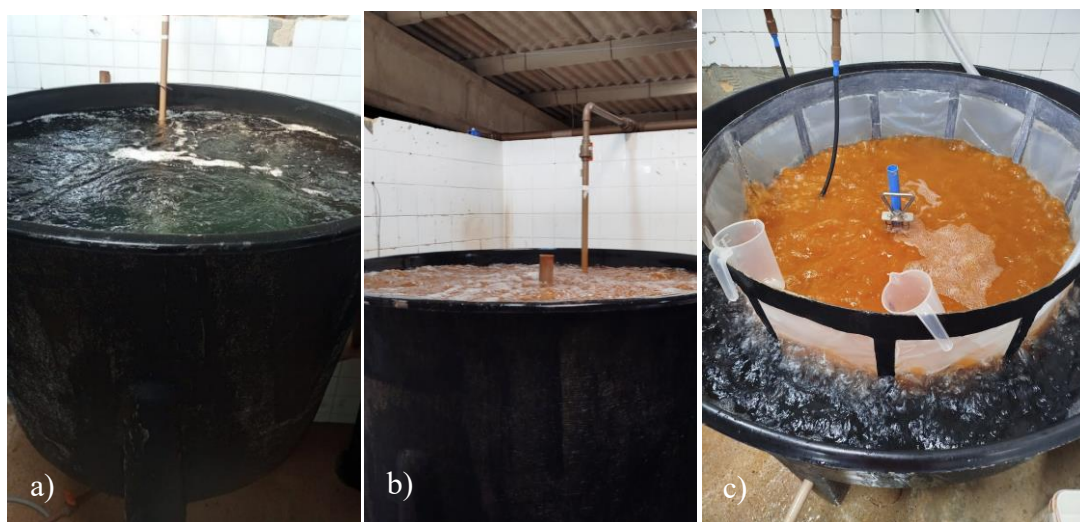


Figura 11 - Processo produtivo - (a) Preparação da água (b) Eclusão dos náuplios (c) Náuplios transferidos para o eclodidor

Fonte: Do autor

A massa de artêmia eclodida é então transferida para dois baldes de 40 L (Figura 12a), onde é realizada a quantificação dos náuplios por meio da estimativa populacional. Para isso, retira-se uma alíquota de 5mL de cada balde e transfere-se para um balde auxiliar contendo 10 L de água marinha, promovendo a diluição da amostra. A partir dessa solução, coleta-se uma nova alíquota de 25mL, utilizada para a realização de duas contagens independentes em placas de Petri (Figura 12b).



Figura 12 - Amostragem e Contagem da artêmia - (a) Preparação para contagem (b) Contagem em Placa de Petri

Fonte: *Do autor*

A média entre essas duas contagens é empregada no cálculo da densidade populacional, conforme a seguinte fórmula:

$$Qa = \frac{M \times Vb}{Vc}$$

Onde:

- **Qa** = Quantidade estimada de Artêmia por balde (indivíduos)
- **M** = Média obtida entre as duas contagens (indivíduos por 25 mL)
- **Vb** = Volume total do balde (40.000 mL)
- **Vc** = Volume da alíquota de contagem (25 mL)

Com base nessa estimativa, a artêmia é fracionada de acordo com a demanda. Uma parte é utilizada *in natura* na fase II da larvicultura (Figura 13a), e o excedente é armazenado em freezer, em sacos plásticos contendo 500mL (volume padrão) (Figura 13b). Cada saco pode conter entre 3×10^6 e 21×10^6 náuplios, conforme a necessidade de uso. Os náuplios de artêmia

são alimentos altamente nutritivos para larvas marinhas, mas sua qualidade nutricional pode ser deteriorada rapidamente devido à oxidação lipídica e atividade enzimática após a eclosão. Portanto, o congelamento imediato é recomendado para preservar o valor nutricional dos náuplios, evitando perdas de ácidos graxos essenciais e proteínas, garantindo assim alimento de alta qualidade para larvas de crustáceos, incluindo *P. vannamei* (SORGELOOS et al., 2001).



Figura 13 - Artêmia - (a) *in natura* (b) Congelada em sacos

Fonte: Do autor

Com base nos dados operacionais da incubação realizada em um dos dias do estágio, foram utilizados 3 kg (3.000 g) de cistos de Artêmia da marca INVE – tipo EG, incubados em um volume total de 3.600 L de água, distribuídos em dois carboys. Ao final do processo de eclosão, foi registrada uma produção estimada de aproximadamente 538 milhões de náuplios, considerando o rendimento conjunto desses dois recipientes. A partir desses dados, calculou-se a eficiência de eclosão de 179.333 náuplios por grama de cisto, o que representa uma taxa de eclosão de 66,4% quando comparada ao valor teórico de referência da marca, estimado em 270.000 náuplios/g para cistos do tipo regular (INVE AQUACULTURE, 2021).

Além disso, a densidade obtida foi de aproximadamente 149.444 náuplios por litro, valor compatível com os padrões esperados para sistemas comerciais de eclosão em larga escala. Esses resultados indicam uma eclosão de desempenho moderado, reforçando a importância do controle rigoroso dos parâmetros físico-químicos como salinidade, temperatura, pH, aeração e intensidade luminosa para otimizar o aproveitamento dos cistos e alcançar maior eficiência produtiva de acordo com o padrão de qualidade do produto utilizado (LAVENS; SORGELOOS, 1996).

4.4 SETOR DE MATURAÇÃO

4.4.1 Formação de reprodutores na fazenda

A viabilização da carcinicultura marinha tem início com a produção de pós-larvas de elevada qualidade. Para garantir essa produção em larga escala, é imprescindível a formação de um plantel de reprodutores geneticamente superior, com características zootécnicas e nutricionais otimizadas. Dessa maneira, a eficiência do plantel depende do rigoroso manejo desses fatores, que são determinantes para o desempenho reprodutivo e a qualidade das pós-larvas produzidas (RACOTTA; PALACIOS; HERNÁNDEZ-HERRERA, 2003).

Na unidade Carapitanga Larvi, a seleção dos reprodutores que compõem um novo plantel é realizada em viveiros comerciais localizados em fazendas de engorda pertencentes ao próprio grupo. Esse processo ocorre a cada seis meses, considerando que, com o tempo, os camarões tendem a apresentar queda na eficiência reprodutiva. Os viveiros destinados à formação de reprodutores apresentam características específicas: são estruturas de menor porte e mais rasas em comparação aos viveiros de produção, com profundidade média entre 0,8 e 1,0 m, enquanto os viveiros de produção geralmente apresentam profundidades superiores a 1,2 m (FAO, 2024; GLOBAL SEAFOOD, 2023). Essa menor profundidade favorece o manejo, a observação dos animais e a manutenção da qualidade da água.

Nesses viveiros, são estocadas pós-larvas de *P. vannamei* em baixas densidades, variando de 1 a 5 ind./m², o que contribui para o rápido crescimento dos camarões e reduz a incidência de patógenos durante o cultivo (JALA TECH, 2022; LONGDOM, 2020). À medida que os camarões se desenvolvem, a densidade de estocagem é gradualmente reduzida por meio de pescas parciais, que removem parte da biomassa (RIBEIRO, 2010).

Conforme a demanda da larvicultura por novos reprodutores, ocorre a seleção dos indivíduos com base em critérios previamente definidos. Inicialmente, é realizada uma avaliação visual, considerando aspectos estruturais como a integridade dos pleópodes e pereiópodes (ausência de deformidades e necroses), rigidez do exoesqueleto (geralmente observada no estágio de intermuda), brânquias livres de incrustações, antenas em boas condições e ausência de sinais de estresse ou enfermidades. A captura dos animais é feita com o uso de tarrafa, a fim de minimizar o estresse e são transportados por meio de caixas. Os reprodutores selecionados apresentam peso entre 30 e 35g. A diferenciação sexual é realizada apenas após o período de quarentena, garantindo maior controle sanitário, manejo adequado e definição de densidade de estocagem para a reprodução.

4.4.2 Recepção e aclimação dos reprodutores no setor de quarentena

Após o recebimento dos reprodutores por meio da caixa de transporte, os animais são imediatamente estocados na quarentena, composta por dois tanques circulares de 57 m³ (Figura 14), onde passam por um processo de aclimação gradual, conforme a salinidade da água captada no laboratório. Caso necessário, os parâmetros físico-químicos da água são ajustados para garantir uma transição segura e minimizar o estresse.



Figura 14 - Tanques de quarentena

Fonte: Do autor

Antes da chegada dos animais, os tanques de quarentena passam por um processo completo de assepsia utilizando uma solução de PVPI (polivinilpirrolidona-iodo) associada a detergente, com o objetivo de eliminar possíveis agentes contaminantes e minimizar o risco de infecções. Durante o período de quarentena, é realizada uma renovação parcial diária de aproximadamente 20% do volume de água, garantindo a manutenção de sua qualidade. Os principais parâmetros físico-químicos como: pH, temperatura e salinidade, que são monitorados continuamente, mantendo esta última entre 30 e 35ppt, faixa considerada ideal para a espécie. O ambiente é também controlado quanto ao fotoperíodo, assegurando condições adequadas de adaptação e bem-estar dos animais. Além disso, são efetuadas sifonagens diárias para a remoção de resíduos alimentares e de organismos mortos, prevenindo o acúmulo de matéria orgânica e contribuindo para a estabilidade do sistema.

A densidade de estocagem não é previamente definida, visto que o laboratório adota uma estratégia preventiva ao receber uma quantidade de animais superior à necessidade real. Essa abordagem visa compensar as perdas naturais decorrentes da fase de aclimação, que

costuma apresentar mortalidade expressiva, assegurando, ao final do período, a disponibilidade de reprodutores em número adequado para a formação dos casais. Durante os 15 dias de permanência na quarentena, os reprodutores são alimentados seis vezes ao dia com uma dieta composta por lula triturada, ração comercial, biomassa de Artêmia e mexilhão nos horários e quantidades para cada tanque da quarentena, conforme definidos na Tabela 2. A assimilação de uma alimentação nutricionalmente rica é realizada principalmente para que as fêmeas possam estar sadias e resistentes para o processo de ablação.

Tabela 2 - Itens alimentares, horários e peso para alimentação dos reprodutores na quarentena

Itens alimentares	Horário	Peso (g)
Lula triturada	13h	500
Biomassa de artêmia	07h /19h	500
Ração comercial	10h / 02h	100
Mexilhão	23h	500

4.4.3 Ablação das fêmeas

A reprodução e a ecdise (muda) são processos fisiológicos antagônicos nos camarões, ou seja, não ocorrem simultaneamente, uma vez que ambos demandam elevado gasto energético. Para contornar essa limitação e estimular a maturação reprodutiva, realiza-se o procedimento de ablação do pedúnculo ocular da fêmea. Esse método promove uma alteração no equilíbrio hormonal do sistema endócrino, resultando na redução dos níveis do HIG (Hormônio Inibidor Gonadal) (LIU et al., 2020). Com a diminuição desse hormônio, há estímulo ao desenvolvimento das gônadas, permitindo que as fêmeas atinjam a maturação sexual de forma contínua e favorecendo a produção regular de desovas.

No setor de maturação, após a seleção prévia dos camarões provenientes da quarentena, realiza-se o procedimento de ablação do pedúnculo ocular das fêmeas. Trata-se de uma intervenção rápida, com o objetivo de minimizar o estresse causado ao animal. O processo consiste em segurar firmemente a fêmea com uma das mãos e, com a outra, utilizando os dedos polegar e indicador em forma de pinça, aplicar pressão sobre o pedúnculo ocular, localizado na base do globo ocular. Em seguida, o polegar é utilizado para deslocar e remover completamente o olho, promovendo o rompimento do pedúnculo. Após a ablação, a fêmea (Figura 15) é imediatamente transferida para o tanque de maturação, onde é contabilizada para posterior formação dos casais. Embora amplamente utilizado, esse procedimento é considerado invasivo,

e frequentemente resulta em mortalidade de parte das fêmeas, tanto durante quanto após sua execução.



Figura 15 - Fêmea de *P. vannamei* ablada
Fonte: Do autor

4.4.4 Maturação e acasalamento de reprodutores

Ao término do período de quarentena, é definida a quantidade de casais necessária para abastecer os tanques disponíveis na sala de maturação. A seleção sexual dos animais é realizada com base em características morfológicas visíveis na região ventral do tórax: os machos apresentam o órgão reprodutor denominado “petasma”, de coloração esbranquiçada, localizado nos dois primeiros pares de pleópodes; as fêmeas, por sua vez, possuem uma estrutura chamada “télico”, que no caso de *P. vannamei* é do tipo aberto, identificável como uma área lisa situada entre o 4º e 5º par de pereiópodes. No mesmo momento da seleção sexual, realiza-se o processo de ablação unilateral do pedúnculo ocular nas fêmeas. Por fim, é elaborada uma ficha de controle para cada tanque de maturação, contendo o número de casais formados, além da quantidade exata de machos e fêmeas transferidos da quarentena. A proporção adotada geralmente é de 1:1 (macho:fêmea).

Para o sucesso reprodutivo do *P. vannamei* em condições de cativeiro, é fundamental o controle rigoroso das variáveis físico-químicas do ambiente. Na natureza, a cópula e a reprodução ocorrem em zonas marinhas estáveis, com mínimas variações nos parâmetros ambientais. Por esse motivo, o ambiente laboratorial deve ser cuidadosamente controlado e ter acesso restrito, a fim de reduzir interferências externas que possam comprometer a eficiência do processo reprodutivo.

Na Carapitanga Larvi, a sala de maturação é um ambiente totalmente fechado, equipado com iluminação artificial programada para simular um fotoperíodo invertido: claro das 18h às

6h e escuro das 6h às 18h. Essa inversão tem como objetivo sincronizar o acasalamento para o período da manhã (aproximadamente 12h após o horário natural de cópula) facilitando o manejo subsequente, que inclui as etapas de checagem, desova, coleta de ovos, lavagem e transferência para a larvicultura. A fecundação de *P. vannamei* é externa. Após identificar uma fêmea madura, o macho transfere o espermatóforo, que é fixado na região do téllico da fêmea por meio de um movimento em forma de “U”, curvando seu corpo. Quando a fêmea inicia a liberação dos óvulos, realiza movimentos específicos que promovem o encontro entre óvulos e espermatozoides, concretizando a fecundação (YANO et al., 1988).

O laboratório conta com 14 tanques circulares (Figura 16), destinados ao processo de maturação, cada um com capacidade para 19 m³ de água, onde são estocados cerca de 150 casais. Esses tanques são previamente preparados, com salinidade entre 30 e 35ppt e a temperatura da água estabilizada na faixa de 28 a 29 °C. Diariamente, no período da manhã, são realizados monitoramentos de pH e temperatura, garantindo a estabilidade dos parâmetros físico-químicos essenciais ao bom desempenho reprodutivo dos animais. Os camarões são introduzidos nos tanques com peso médio de 35 gramas, e cada lote permanece em ciclo produtivo por um período de cinco a seis meses, sendo descartado ao final.



Figura 16 - Tanques de maturação

Fonte: Do autor

São realizadas seis alimentações diárias, utilizando dietas naturais com alto teor proteico e ricas em ácidos graxos poli-insaturados, a fim de suprir as exigências nutricionais durante a intensa atividade reprodutiva. A alimentação é composta por lula triturada (Figura 17a), ração comercial, biomassa de artêmia congelada (Figura 17b) e mexilhão (Figura 17c), sendo ofertada

manualmente em pequenas bacias plásticas. O fornecimento é gradual: a ração é imersa na água e distribuída ao longo de toda a circunferência do tanque. Durante cada alimentação, é verificada a presença de sobras, o que permite o ajuste da quantidade de alimento para as refeições subsequentes, evitando desperdícios e possíveis impactos na qualidade da água. Todas as porções oferecidas seguem uma tabela fixa de pesagem, previamente definida (Tabela 2), garantindo padronização no manejo alimentar.

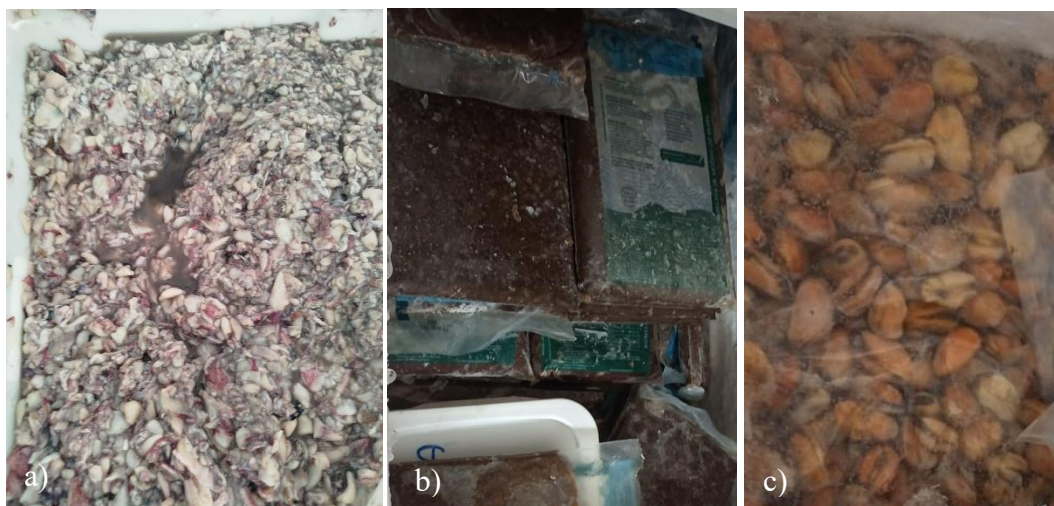


Figura 17 - Itens alimentares - (a) Lula triturada (b) Biomassa de artêmia (c) Mexilhão

Fonte: Do autor

Tabela 3 - Itens alimentares, horários e peso para alimentação dos reprodutores na maturação

Itens alimentares	Horário	Peso (g)
Lula triturada	13h /19h / 02h	400
Biomassa de artêmia	07h	400
Ração comercial	10h	80
Mexilhão	23h	400

Para a checagem das fêmeas observa-se duas características principais: Coloração do ovário (alaranjada) e ocorrência de cópula (identificada pela presença do espermatóforo fixado na região do téllico), esse processo é feito às 4h. Com o auxílio de um puçá e uma lanterna, as fêmeas são cuidadosamente capturadas dos tanques de maturação e, uma vez confirmadas como copuladas, são transferidas para os tanques de desova, onde ocorrerá a liberação dos ovos.

4.5 SETOR DE DESOVA

O setor de desova da “Carapitanga Larvi” é composto por duas salas: a primeira conta com oito tanques circulares com capacidade de 6 m³ cada (Figura 18), enquanto a segunda contém quatro peneiras de lavagem de náuplios. O processo tem início com a preparação dos tanques, que passam por assepsia completa utilizando uma solução de PVPI (polivinilpirrolidona-iodo) e detergente. Após a desinfecção, os tanques são preenchidos com água do mar previamente tratada, ajustada para uma salinidade de 30ppt (valor corrigido com sal marinho quando necessário). Estudos demonstram que a taxa de eclosão é significativamente maior quando os ovos são incubados em salinidades entre 28 e 32ppt (BRAY et al., 1990; TSENG & CHEN, 1992). Além disso, reprodutores mantidos em salinidades nesta faixa apresentam melhor desempenho gonadal e menor estresse fisiológico, o que reflete positivamente na produção e na qualidade dos ovos (LARAMORE et al., 2001).



Figura 18 – Tanques de desova

Fonte: Do autor

Em cada desova, são utilizados, em média, quatro tanques, nos quais são estocadas aproximadamente 30 fêmeas copuladas por tanque, resultando em desovas coletivas. Durante esse procedimento, é registrado o número e a origem das fêmeas transferidas de cada tanque de maturação, além da identificação do tanque de desova correspondente. Cerca de 4 a 5h após a introdução das fêmeas, é realizada a verificação visual do esvaziamento dos ovários, caracterizando o estágio de “desovado”. Segundo a FAO (2003), fêmeas com até 40 g produzem, em média, entre 100.000 e 140.000 ovos, enquanto aquelas com 40 a 45 g podem gerar entre 150.000 e 200.000 ovos por desova. No entanto, essa avaliação da quantidade estimada de ovos por fêmea não é realizada pelo laboratório, uma vez que a eclosão ocorre no mesmo tanque. Dessa forma, apenas a contagem dos náuplios é efetuada após a eclosão.

A remoção das fêmeas dos tanques é feita cuidadosamente com o auxílio de um puçá e uma lanterna, devolvendo-as aos seus respectivos tanques de origem. Essa prática permite monitorar a eficiência reprodutiva de cada lote, considerando as diferentes idades dos animais e facilitando o controle do desempenho produtivo por tanque, visto que, ao longo do tempo os indivíduos vão perdendo rendimento. Após a retirada das fêmeas, realiza-se a sinfonagem do fundo dos tanques para remoção de resíduos, como fezes e espermatóforos, prevenindo possíveis contaminações por microrganismos. Em seguida, é adicionado 0,01ppm de Treflan® cerca de 1mL, um antifúngico de amplo espectro, utilizado para o combate de fungos do gênero *Lagenidium*. Essa prática preventiva visa eliminar fungos patogênicos que poderiam afetar a eclosão dos ovos ou a viabilidade dos náuplios e etapas iniciais de larvas, prevenindo surtos como o Zoea-2 Syndrome. Estudos indicam que, quando utilizados em concentrações seguras (por exemplo, 0,2 mg/L de Treflan-R), não há redução significativa na taxa de eclosão, sobrevivência de náuplios, zoea, mysas e pós-larvas (PO; SANVICTORES, 1985).

A incubação ocorre nos próprios tanques de desova. A partir das 13h, inicia-se o processo de remadas a cada hora, utilizando uma pá de PVC. Essa movimentação evita que os ovos grudem entre si ou nas paredes do tanque, promovendo uma eclosão uniforme. Após aproximadamente 24h, os ovos eclodem, alcançando o estágio de náuplio, momento em que se realiza a coleta. A captura dos náuplios é feita por meio da fototaxia positiva: uma fonte de luz é posicionada na saída do tanque (Figura 19a), atraindo os indivíduos com maior poder natatório. Esses são coletados com uma bacia e um balde dotado de telas laterais (Figura 19b), passando por um processo de filtragem sob frequente observação, em vazão baixa para evitar transbordamento. Posteriormente são transferidas para um balde graduado e colocados em uma peneira de lavagem de náuplios (Figura 19c), onde permanecem sob aeração constante.

Para estimar a quantidade de náuplios, eles são concentrados em um balde telado nas laterais, enquanto a água da incubadora é drenada por uma válvula. Em seguida, um balde de 20L contendo 18L de água salgada recebe esse concentrado. Com uma mangueira de aeração inserida no centro do balde, a amostra é homogeneizada. Utilizando uma pipeta volumétrica, é coletado 1mL do conteúdo, que é transferido para uma placa de Petri posta sobre um fundo preto, para facilitar a visualização e contagem dos náuplios. Retiram-se duas amostras por balde e calcula-se a média, que é multiplicada por 18 (volume total do balde) e dividida por 1 (volume da amostra), determinando o número estimado de náuplios. Após esse procedimento, os náuplios, geralmente nos estágios N3 a N5, são transferidos para os tanques da fase I da

larvicultura. Finalizado o processo, todo o sistema é devidamente desinfetado, ficando pronto para um novo ciclo de desova e eclosão.

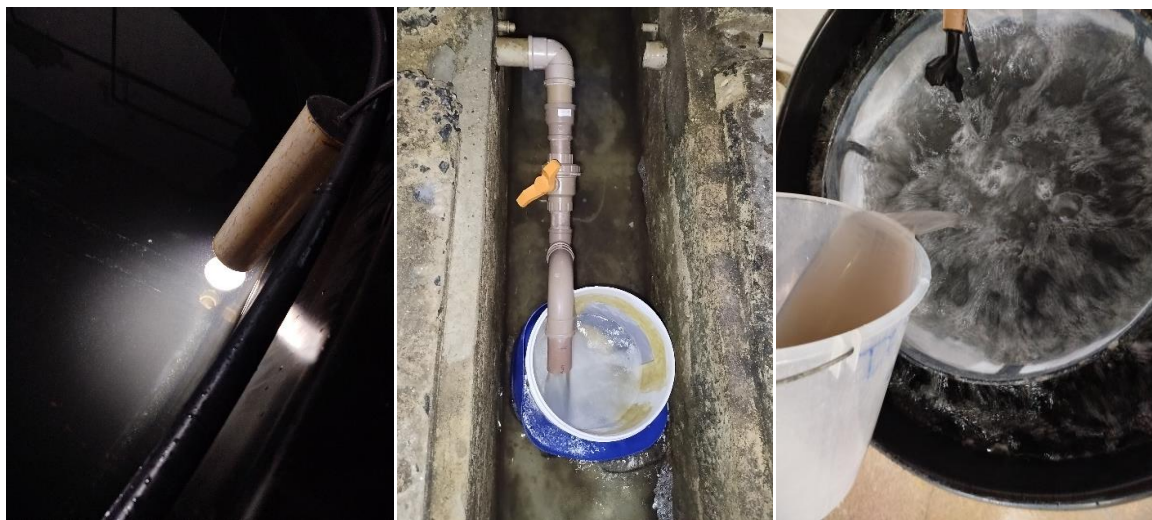


Figura 19 - Captura, coleta e lavagem dos náuplios - (a) Captura por fototaxia (b) Coleta em balde com peneira (c) Peneira de lavagem

Fonte: Do autor

4.6 SETOR DE LARVICULTURA

A larvicultura do laboratório da Carapitanga é organizada em duas fases distintas, com o objetivo de otimizar a produção e garantir a qualidade das pós-larvas. A fase I é realizada em ambiente fechado, dentro de galpões, onde as larvas são estocadas a partir do estágio de náuplio (N3-5) até alcançarem o estágio de pós-larva PL1-2. Em seguida, tem início a fase II, conduzida em ambiente externo, nos berçários. Nessa etapa, ocorre o desenvolvimento das pós-larvas desde o estágio PL1-2 até o ponto de comercialização. A maioria dos produtores costuma solicitar pós-larvas entre os estágios PL8 e PL12, embora o laboratório mantenha os animais até, no máximo, o estágio PL18, dependendo da demanda. Essa divisão entre fases permite uma gestão mais eficiente dos ciclos produtivos, viabilizando cronogramas bem planejados que aumentam a rotatividade dos lotes. Além disso, a redução da densidade de estocagem na fase II contribui significativamente para a melhoria da qualidade das pós-larvas e para o aumento das taxas de sobrevivência, assegurando maior eficiência na produção.

4.6.1 Larvicultura (Fase I)

O setor de fase I da Carapitanga Larvi é composto por 32 tanques de fibra de vidro, cada um com capacidade para 15.000 L (15 m³). Esses tanques estão distribuídos em quatro galpões, com oito unidades cada (Figura 20). Os tanques possuem formato retangular com vértices arredondadas e são revestidos com tinta epóxi branca, o que facilita a limpeza e o

monitoramento visual durante o cultivo. Atualmente, o setor encontra-se em processo de expansão, com a construção de mais dois galpões que seguirão o mesmo padrão estrutural e de capacidade.



Figura 20 - Galpão - larvicultura (fase I)

Fonte: Do autor

Em cada tanque da fase I são estocados cerca de 3,0 a 3,5 milhões de náuplios, numa densidade que varia entre 200 e 230 larvas/L, preferencialmente no subestágio N3, embora também possam ser utilizados o subestágio N5. A estocagem é realizada conforme o cronograma de produção definido para cada galpão, ocorrendo após cada desova. Opta-se, sempre que possível, pela estocagem total de todos os tanques do galpão simultaneamente, com a distribuição uniforme dos náuplios entre as unidades. Essa estratégia facilita os manejos subsequentes e padroniza o desenvolvimento das larvas.

Cada galpão realiza dois ciclos de cultivo ao mês, com duração média de 10 a 12 dias/ciclo, variando de acordo com o estágio larval de estocagem. A taxa de sobrevivência nessa fase gira em torno de 70 a 80%. O sistema de aeração é composto por sopradores que distribuem o ar por meio de mangueiras micro perfuradas, as quais percorrem o interior de cada tanque (Figura 21). A entrada de ar é controlada por registros individuais, permitindo o ajuste conforme a necessidade de cada unidade. A intensidade da aeração é gradualmente aumentada ao longo do desenvolvimento larval, acompanhando a demanda metabólica dos organismos.



Figura 21 - Disposição das mangueiras micro perfuradas para aeração (fase I)

Fonte: Do autor

4.6.1.1 Desinfecção dos módulos de fase I

Ao final de cada ciclo produtivo, os tanques e o galpão passam por um rigoroso processo de assepsia. Inicialmente, realiza-se a remoção do excesso de matéria orgânica com água corrente. Em seguida, aplica-se uma solução de cloro diluído em água, que é distribuída por toda a estrutura de cultivo e nas tubulações, permanecendo em contato por um período de 24h para garantir a desinfecção.

Concluído o período de ação do cloro, procede-se à sua remoção completa, seguida da aplicação de uma solução de ácido clorídrico VETEC® cujo o objetivo é neutralizar os resíduos de cloro e eliminar microrganismos que possam ter resistido à primeira etapa. Segundo Boyd (2015), a neutralização do cloro residual é essencial para evitar efeitos adversos na fauna cultivada, sendo recomendada a utilização de neutralizantes específicos após o processo de cloração. Finalizada a ação do ácido, realiza-se novo enxágue com água corrente para eliminar qualquer resíduo do produto. Por fim, aplica-se uma solução composta por PVPI (polivinilpirrolidona-iodo) e detergente, garantindo uma sanitização completa. Após todo o processo, as tubulações são abertas para garantir a circulação plena de água e a eliminação de eventuais resíduos nos sistemas internos.

4.6.1.2 Preparação dos módulos de fase I

Para garantir um bom desenvolvimento larval, é fundamental manter um ambiente devidamente controlado, com alta qualidade da água, oferta equilibrada de nutrientes e um sistema de aeração contínuo e eficiente. Na fase I, a preparação da água segue um protocolo

pré-estabelecido, com volume inicial de 8.500 L por tanque. A água utilizada no enchimento é proveniente do reservatório já tratada e conduzida por tubulações até os tanques. Durante o período do estágio, a temperatura manteve-se entre 26 e 28 °C, enquanto a salinidade foi mantida em 30ppt, caso necessário era ajustada com sal marinho. Para assegurar a estabilidade da qualidade da água ao longo do ciclo, são adicionados insumos específicos (Tabela 3), aplicados durante a etapa de preparação com intervalos de uma hora entre cada produto.

Tabela 4 - Insumos utilizados na preparação de água (fase I) e suas quantidades

Insumos	Quantidade (g)
Ácido ascórbico	1ppm × nível do tanque
Bicarbonato de sódio	Ajuste da alcalinidade p/ 140 mg CaCO ³ /L
EDTA (Ácido Etilenodiaminotetracético)	10ppm × nível do tanque
Potássio	3ppm × nível do tanque
Treflan®	0,01mL × nível do tanque

Em seguida, são adicionados 500L da microalga *Chaetoceros* sp. aos tanques, com o objetivo de estimular a formação da comunidade fitoplancônica. A microalga é bombeada a partir de um tanque externo de cultivo massivo por meio de uma tubulação exclusiva até os tanques de larvicultura. Após a estocagem das larvas, a adição de *Chaetoceros* e *Thalassiosira* continua por mais três dias consecutivos, com volumes diários de 1.000L, contribuindo para a manutenção da qualidade da água e oferta contínua de alimento natural.

4.6.1.3 Estocagem e aclimação dos náuplios

O processo de estocagem tem início em um balde graduado de 20L, contendo aproximadamente 15L de água proveniente da desova, com os náuplios nos estágios 3 ou 5 (Figura 22a). Antes da aclimação, realiza-se uma checagem da qualidade larval ao microscópio, avaliando-se a atividade natatória, presença de deformidades, incrustações ou possíveis organismos contaminantes. Com a salinidade previamente ajustada, inicia-se o processo de aclimação térmica para evitar choques que possam comprometer a sobrevivência das larvas. Utiliza-se um béquer para adicionar gradualmente a água do cultivo ao balde, em intervalos espaçados. Durante esse processo, é monitorada continuamente a temperatura da água com o auxílio de um pHmetro. A transferência dos náuplios (Figura 22b) para os tanques só é realizada quando a diferença de temperatura entre os dois ambientes for igual ou inferior a

0,5 °C. Durante esse processo, a aeração no balde é mantida em nível mínimo, com o objetivo de reduzir o estresse dos organismos.



Figura 22 - Estocagem dos náuplios - (a) aclimação (b) transferência dos náuplios

Fonte: Do autor

4.6.1.4 Identificação dos estágios larvais

A espécie *Penaeus vannamei* apresenta três estágios larvais principais — náuplio, zoea e mysis divididos em subestágios. A identificação de cada fase é feita por meio de análises microscópicas das características morfológicas, utilizando lente ocular de 10× e objetiva com zoom entre 2× e 4×.

a) Náuplio

O náuplio (Figura 23a) representa a primeira fase larval do camarão marinho *Penaeus vannamei*. Nessa etapa, os organismos ainda apresentam o saco vitelínico, que fornece os nutrientes necessários para sua sobrevivência, dispensando a alimentação exógena. Essa dependência das reservas vitelínicas se mantém até a muda para o estágio de Zoea, quando o sistema digestivo passa a estar funcional e o animal inicia a alimentação ativa (FAO, 2024). A identificação dos náuplios é feita por meio da observação ao microscópio, sendo caracterizados, principalmente, pela presença de pares de espinhos furcais na cauda em desenvolvimento. A quantidade desses espinhos varia conforme o subestágio, permitindo determinar em qual fase (de N1 a N5) o náuplio se encontra.

b) Zoea

Segundo Lucena (2001), após o estágio de náuplio 5, o camarão marinho *P. vannamei* sofre uma mudança morfológica significativa, com alterações marcantes no cefalotórax e no abdômen. Na fase de zoea, as larvas já apresentam natação ativa e apêndices alimentares totalmente funcionais, fundamentais para a captura de alimento. Além disso, suas antenas e a estrutura da cauda estão mais desenvolvidas em comparação à fase naupliar. Essa etapa é considerada crítica na larvicultura, pois demanda alimentação contínua e de alta qualidade: na zoea 1 (Z1), fornece-se exclusivamente microalgas; a partir de Z2 e Z3, incorpora-se uma dieta artificial complementando as microalgas. As alimentações devem seguir rigorosamente os horários e taxas preestabelecidos para evitar riscos de contaminação. Cada subestágio dura cerca de 24h, embora atrasos possam ocorrer em função de variações de temperatura.

As principais características morfológicas de cada subestágio de zoea são:

- **Z1:** olhos compostos ainda unidos e recobertos pela carapaça (Figura 23b).
- **Z2:** olhos pedunculados, típicos do grupo, e rostro bem definido no cefalotórax (Figura 23c).
- **Z3:** surgimento de um par de espinhos dorsais em cada segmento abdominal, cauda mais robusta com espinhos, desenvolvimento de urópodos e aumento do volume do cefalotórax (Figura 23d).

c) . Mysis

Neste estágio, as larvas vivas apresentam morfologia semelhante à de um camarão adulto, com o corpo encurvado na região abdominal, além de realizarem movimentos ativos na água, o que permite distingui-las da fase anterior (zoea). Por meio da observação em béquer, é possível notar que nadam utilizando contrações na musculatura abdominal, o que lhes permite permanecer suspensas na água por breves períodos. Este estágio tem duração média de 3 a 4 dias e a artêmia é oferecida como complementação à alimentação.

O estágio de mysis é subdividido em três, com as seguintes características:

- **M1** - As larvas apresentam rudimentos dos pleópodos em cada segmento abdominal, embora ainda pouco visíveis. O telson possui maior extensão e é bilobulado, enquanto os urópodos e os pereiópodes já se encontram totalmente desenvolvidos (Figura 23e).

- **M2** – A principal característica deste subestágio é o surgimento dos pleópodos, que, embora ainda não segmentados, estão mais desenvolvidos em comparação à fase M1. Além disso, observa-se o início da fusão dos lóbulos do telson, que passa a assumir um formato retangular (Figura 23f).
- **M3** – Neste subestágio, os pleópodos já se apresentam segmentados, e os lóbulos do telson encontram-se completamente unidos. Nos pereiópodes, observa-se a presença de quelas (espinhos) em suas extremidades (Figura 23g).

d) . Pós-larva (PL)

Com a transição do estágio de mysis para pós-larva, as mudanças morfológicas tornam-se mais sutis, especialmente quando comparadas às fases anteriores. As pós-larvas (Figura 23h) passam a apresentar aparência semelhante à de camarões juvenis ou adultos. Nessa fase, os indivíduos adquirem hábitos bentônicos e passam a se deslocar para frente, devido a funcionalidade dos pleópodos já desenvolvidos. Os pereiópodes também estão plenamente formados e são utilizados para capturar o alimento. Na prática, as diferenças morfológicas entre os subestágios de pós-larva são pouco perceptíveis. Por isso, adota-se uma contagem sequencial em dias corridos, iniciando em PL1 logo após a metamorfose de mysis para pós-larva. Considerando a espécie, esse acompanhamento pode se estender até aproximadamente PL30–PL35, estágio em que os indivíduos passam a ser classificados como juvenis.

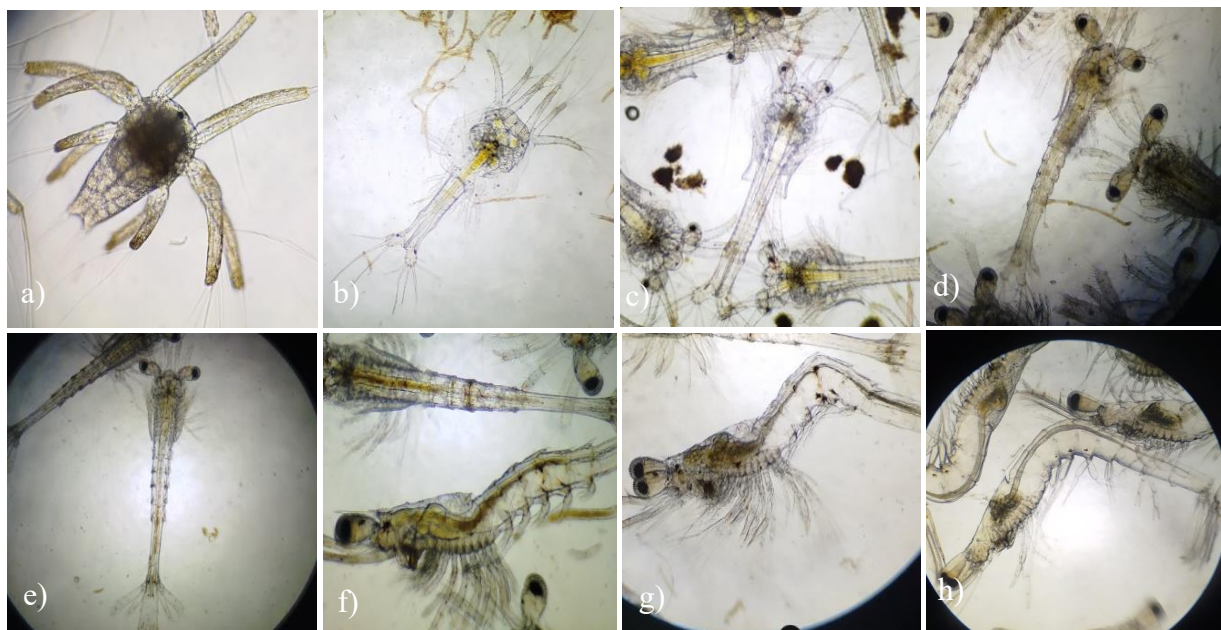


Figura 23 - Estágios larvais - (a) Náuplio 5, (b) Zoea I, (c) Zoea II, (d) Zoea III, (e) Mysis I, (f) Mysis II, (g) Mysis III e (h) Pós-larva

Fonte: Do autor

4.6.1.5 Alimentação

O laboratório da Carapitanga Larvi utiliza diferentes tipos de alimentação ao longo do ciclo de larvicultura, incluindo microalgas (*Thalassiosira* sp. e *Chaetoceros* sp.) (Figura 24ab), artêmia e dietas artificiais (ração em pó). A espécie *Chaetoceros* sp., em particular, é incorporada durante os estágios de zoea I a III, por apresentar tamanho celular e morfologia adequados à ingestão pelas larvas nesse período. Além disso, sua presença contribui para a estimulação da abertura e funcionamento inicial do sistema digestivo larval (LAVENS; SORGLOOS, 1996). De acordo com Júnior (2001), a microalga *Chaetoceros* sp. é fornecida durante toda a fase I da larvicultura, especialmente nos estágios de zoea e mysis. A concentração recomendada é de 100×10^3 células/mL no estágio de zoea, reduzindo para 50×10^3 células/mL durante o estágio de mysis até a fase PL4. Essa sequência de fornecimento das duas espécies de microalgas, ajustada conforme o estágio larval, também é adotada no laboratório da Carapitanga Larvi.

Com o avanço do cultivo, após os tanques estarem no nível máximo, a quantidade de microalgas ofertada é gradualmente reduzida. A artêmia é administrada em diferentes formas, conforme o subestágio larval. Para os subestágios Z1/2, Z2 e Z2/3, é utilizado o produto comercial Ez-Artêmia® (Figura 24c), uma dieta líquida microencapsulada desenvolvida para oferecer uma composição nutricional padronizada e biossegura, equivalente à da Artêmia enriquecida. Sua formulação combina ingredientes de alta qualidade, incluindo proteínas de origem animal derivadas de organismos marinhos, proteínas vegetais (com destaque para algas), leveduras, óleos de peixe e vegetais, além de amidos, pigmentos naturais, antioxidantes, aglutinantes biodegradáveis e pré-misturas de minerais e vitaminas. Essa composição visa atender às exigências nutricionais das larvas, promovendo um desenvolvimento saudável e consistente. Do ponto de vista bromatológico, o Ez-Artêmia® apresenta, no mínimo, 12% de proteína bruta, 4,5% de gordura bruta, 1,0% de fibra bruta, 6,5% de cinzas, 0,1% de fósforo e 3% de extrato livre de nitrogênio e 73% de umidade (PRILABSA, 2022).

A partir do subestágio Z3 até PL1-PL2, utiliza-se artêmia congelada (Figura 24d). A alimentação com Ez-artemia® e artêmia congelada, ocorre nos seguintes horários: 3h30, 9h30, 15h30 e 21h30. No entanto, esse cronograma pode ser ajustado caso haja sobras observadas durante as checagens.

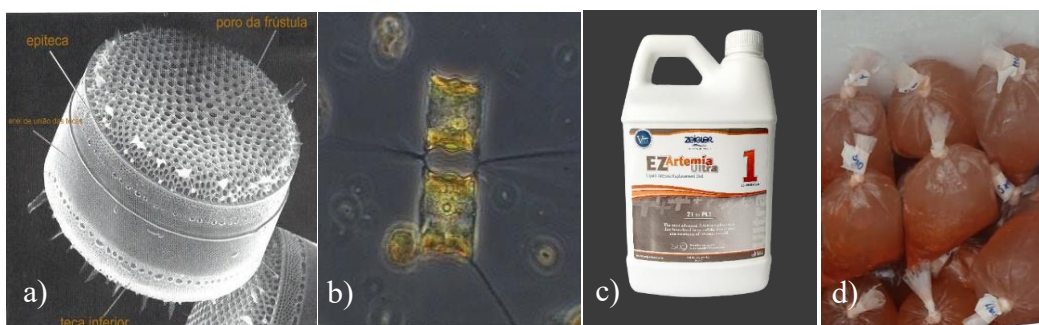


Figura 24 - Alimentação Fase I - (a) *Chaetoceros* sp. (b) *Thalassiosira* sp. (c) Ez-artêmia® (d) Artêmia congelada

Fonte: (a) e (b) Ferreira, Juliana, (c) Prilabsa, (d) Do autor

As dietas artificiais assumem um papel fundamental no sucesso da larvicultura, sendo introduzidas a partir do subestágio Z2/3 e mantidas até a comercialização dos animais. Esses alimentos são diluídos em água e distribuídos em partes iguais entre os tanques. Os horários de fornecimento das dietas artificiais são: 2h, 5h, 8h, 11h, 14h, 17h, 20h e 23h. O tipo de alimento administrado varia de acordo com o estágio larval, como apresentado na Tabela 4. As quantidades oferecidas, por sua vez, são definidas com base em uma tabela de alimentação que considera a biomassa estimada em relação à taxa de sobrevivência. Esses valores são ajustados diariamente por meio de uma programação que é disponibilizada aos funcionários.

Tabela 5 - Subestágio larval e suas respectivas alimentações

Subestágio Larval	Alimento
Náuplio 3-5	Saco vitelínico
Zoea 1	Microalgas (500L – <i>Chaetoceros</i> sp.)
Zoea 2	Microalga (1000L – <i>Chaetoceros</i> sp.) + Ez-artêmia® + alimento artificial
Zoea 3	Microalga (1000L – <i>Chaetoceros</i> sp.) + artêmia congelada + alimento artificial
Mysis 1	Microalgas (<i>Chaetoceros</i> sp. / <i>Thalassiosira</i> sp.) + artêmia congelada + alimento artificial
Mysis 2	Microalgas (<i>Chaetoceros</i> sp. / <i>Thalassiosira</i> sp.) + artêmia congelada + alimento artificial
Mysis 3	Microalgas (<i>Chaetoceros</i> sp. / <i>Thalassiosira</i> sp.) + artêmia congelada + alimento artificial
PL1	Microalgas (<i>Chaetoceros</i> sp. / <i>Thalassiosira</i> sp.) + artêmia congelada + alimento artificial

Obs: Entre os subestágios M1 a PL1 são administradas as microalgas das duas espécies, mas a quantidade e qual microalga é determinada de acordo com a disponibilidade do setor de produção massiva.

4.6.1.6 Manejo e rotina diários

Diariamente, são realizadas checagens nos tanques da fase I da larvicultura em dois turnos, pela manhã e à tarde. Nesses momentos, são verificados parâmetros de qualidade da água, como temperatura e pH, além da atividade larval, ocorrência de mortalidade e qualquer outra anormalidade observada. Para a avaliação macroscópica das larvas, utiliza-se um béquer de vidro, permitindo a observação direta de amostras coletadas de cada tanque pertencente aos diferentes galpões da larvicultura. Já para análises mais detalhadas, é utilizado um microscópio. Amostras individuais de cada tanque são coletadas diariamente com o auxílio de uma pipeta e peneira fina, possibilitando a inspeção minuciosa das larvas. Durante essa análise microscópica, são observados aspectos como: estágio larval, nível de alimentação, sinais de mortalidade, presença de larvas subnutridas, necrose, impregnação nas brânquias, deformidades e demais alterações relevantes. Todas as informações são registradas em tabelas de monitoramento, específicas para cada unidade de cultivo. Quando necessário, com base nas observações, são adotadas ações corretivas imediatas.

A qualidade da água também é monitorada durante a checagem. Alterações podem ser identificadas visualmente, por meio da formação de espuma excessiva na superfície dos tanques ou pelo aparecimento de “grumos”, indicativos de mortalidade algal. Quando necessário, realiza-se uma renovação parcial da água, substituindo-se de 30% a 50% do volume total do tanque. Para esse procedimento, utiliza-se um renovador confeccionado em cano PVC, revestido com malhas de 200, 300 e 400 µm, correspondentes aos estágios de náuplio e zoea I e II, zoea III e mysis I a III, respectivamente. O dispositivo é instalado na saída de água do tanque, permitindo a renovação controlada do volume sem a perda de organismos. Após a retirada da água, o volume é reestabelecido com água salgada previamente tratada. Em seguida, o renovador é retirado e substituído por um cano de PVC, utilizado para bloquear a saída da água no dreno e manter o nível estável.

4.6.1.7 Despesca, contagem e transferência para a fase II

O processo de despesca total dos tanques é iniciado quando as larvas atingem os estágios PL1–2. Em cada tanque, instala-se um renovador, encaixado na saída de drenagem, reduzindo o volume de água para cerca de 20% do total (aproximadamente 3.000 L), concentrando as larvas e facilitando sua coleta (Figura 25). Em seguida, é realizada a coleta com o auxílio de um puçá ao longo do tanque, enquanto as larvas já coletadas são transportadas para as caixas do setor de expedição utilizando baldes. Para cada tanque despescado na fase I da larvicultura, é utilizada uma caixa de 500L. Essas caixas são previamente preparadas com 400L de água, com

a mesma salinidade do tanque, acrescida de 1ppm de ácido ascórbico, e mantidas sob constante aeração.



Figura 25 - Despesca da fase I

Fonte: Do autor

Após o transporte, são coletadas três amostras de cada caixa utilizando béqueres de 210mL, com o objetivo de estimar a densidade larval. Para a coleta, insere-se uma grade conectada a uma mangueira de aeração dentro da caixa, promovendo a homogeneização das larvas. O béquer então é imerso em quatro pontos distintos da caixa para retirada das amostras. Em seguida, adiciona-se gelo a cada béquer, promovendo a anestesia das larvas por choque térmico, o que facilita a contagem. A água é então removida com o auxílio de uma peneira, e as larvas são transferidas para uma placa de PVC branco. A contagem é realizada com uma seringa acoplada a uma agulha fina, permitindo precisão na separação das unidades. Cada valor obtido é anotado, e a média das contagens é utilizada para estimar a quantidade total de larvas por caixa, por meio do cálculo:

$$QL = Mcl \times \frac{Vc}{Vb}$$

Onde:

- **QL** = Quantidade estimada de larvas (por caixa)
- **Mcl** = Média da contagem de larvas (4 béqueres)
- **Vc** = Volume total da caixa (em L)
- **Vb** = Volume do béquer (em mL)

A partir da amostragem e contagem, realiza-se o somatório do número de larvas em todas as caixas, permitindo a estimativa da quantidade total disponível para estocagem na fase II. Em média, cada galpão da Fase I é responsável por abastecer de quatro a cinco berçários da Fase II.

4.6.2 Larvicultura (Fase II)

O setor correspondente à Fase II da larvicultura da Carapitanga Larvi é composto por 20 tanques circulares de fibra de vidro, com capacidade para 55.000 L (55 m³) de água cada (Figura 26a). Esses tanques estão equipados com um sistema de aeração, composto por mangueiras microperfuradas acionadas por sopradores (Figura 26b). A entrada de ar é regulada individualmente em cada tanque por meio de registros. Para a drenagem, cada berçário conta com um dreno central que direciona a água para um sistema de canaletas, facilitando a manutenção da qualidade da água, remoção de resíduos e drenagem total.



Figura 26 - Berçários - larvicultura (fase 2) - (a) disposição dos tanques (b) aeração com mangueira micro perfurada

Fonte: Do autor

No que diz respeito ao povoamento, as pós-larvas são estocadas, preferencialmente no estágio de PL1-2, entre 2,8 e 3,0 milhões por tanque, numa densidade média entre 50 a 60 larvas/L. A transferência proveniente da Fase I é precedida por uma estimativa populacional, realizada a partir da contagem amostral nos tanques iniciais. Com base nesse total, determina-se previamente o número de berçários necessários, buscando-se uniformizar a densidade de estocagem.

É importante destacar que a duração do ciclo de cultivo nesta fase depende diretamente da demanda do Grupo Carapitanga e dos produtores que adquirem as pós-larvas. Isso porque o estágio de desenvolvimento em que as pós-larvas são comercializadas é definido conforme a

necessidade de cada cliente, variando geralmente entre PL8 e PL18. Cada berçário realiza dois ciclos de cultivo ao mês, com duração média de 7 a 17 dias/ciclo, variando de acordo com o estágio da pós-larva solicitado pelo cliente. A taxa média de sobrevivência observada nesta etapa oscila entre 80% e 85%, o que evidencia a eficiência do manejo aplicado ao longo do processo.

A salinidade utilizada nos berçários corresponde inicialmente à do tanque de captação e tratamento de água variando entre 26 e 30ppt, podendo ser ajustada conforme as exigências específicas de cada cliente. Quando solicitado, o laboratório fornece pós-larvas com salinidade mínima de até 1ppt. Para alcançar esse nível, a redução é realizada de forma gradual e controlada, com diminuição de aproximadamente 1ppt a cada 2 a 3h, de acordo com a vazão de água doce que entra no sistema. Esse procedimento visa minimizar o estresse osmótico e reduzir o risco de mortalidade das pós-larvas durante o processo de adaptação. Além disso, os parâmetros de temperatura e pH também sofrem variações ao longo do cultivo, mantendo-se, em geral, entre 26 e 29 °C e entre 7,0 e 8,0, respectivamente

4.6.2.1 Desinfecção dos módulos de fase II

A desinfecção da fase II segue o mesmo protocolo adotado na Fase I. Inicialmente, realiza-se a remoção do excesso de matéria orgânica por meio de lavagem com água corrente. Em seguida, aplica-se cloro, o qual permanece em contato com a estrutura por um período de 24h. Após esse tempo, utiliza-se ácido clorídrico VETEC® para neutralizar o cloro residual e eliminar possíveis microrganismos persistentes. Posteriormente, a solução é totalmente removida e os berçários são tratados com uma mistura de PVPI (polivinilpirrolidona-iodo) e detergente. Por fim são lavados, passam por um processo de drenagem e são expostos à luz solar, garantindo a secagem completa da estrutura. Somente após esse procedimento tem início a preparação dos berçários para a próxima etapa do cultivo.

4.6.2.2 Preparação dos módulos de fase II

A fim de garantir o sucesso no cultivo das pós-larvas, é fundamental realizar uma preparação prévia da água, assegurando condições adequadas para o bom desempenho dos animais. Para isso, aplica-se um protocolo previamente estabelecido. Inicialmente, dois dias antes da estocagem das pós-larvas, cada berçário é preenchido com 35.000L de água salgada. Em seguida, realiza-se a cloração da água com uma concentração de 0,5ppm, mantendo o cloro em contato com a água por um período de 12 a 24h. Após esse tempo, inicia-se a aplicação sequencial dos produtos, com um intervalo de uma hora entre cada adição. Primeiramente,

utiliza-se o ácido ascórbico para retirar os resíduos existentes de cloro, seguida de bicarbonato de sódio, caso seja necessário ajustar a alcalinidade total para o valor ideal de 140 mg/L. Em seguida, aplica-se EDTA (Ácido Etilenodiaminotetracético), para estabilizar a qualidade de água. Em larvicultura de camarão (*Penaeus monodon*), ensaios com (Na-EDTA) aplicados a 5 a 10ppm mostraram melhora significativa na sobrevivência e no processo de metamorfose de náuplios para zoea, sugerindo que o mecanismo benéfico está relacionado à capacidade do EDTA de quelar metais tóxicos presentes na água (LICOP, 1988).

Na sequência, adiciona-se o produto AZOMITE®, que é um aditivo mineral natural micronizado que contém mais de 70 oligoelementos essenciais, incluindo cálcio, magnésio, potássio, zinco, cobre, molibdênio, ferro e boro. Na larvicultura de camarão, ele auxilia no florescimento estável de microalgas, melhora a digestão por meio do aumento das enzimas digestivas e contribui para a estabilidade da qualidade da água. Pode ser aplicado diretamente na água ou incorporado na dieta, geralmente em dosagens entre 0,2% e 0,3% (MASSAM LLC, 2025). Por fim, aplica-se o Waste & Sludge Reducer (WSR®) um biorremediador e probiótico composto por bactérias do gênero *Bacillus* (como *B. amyloliquefaciens*, *B. licheniformis*, *B. megaterium*, *B. pumilus* e *B. subtilis*), nas respectivas concentrações: $1,20 \times 10^9$ UFC/g, $6,00 \times 10^8$ UFC/g, $6,00 \times 10^8$ UFC/g, $6,00 \times 10^8$ UFC/g e $3,00 \times 10^9$ UFC/g. Estas atuam na degradação de resíduos orgânicos e na melhoria da qualidade da água em sistemas aquícolas. Este produto é fornecido em forma de pastilhas de 3g e é eficaz na redução da matéria orgânica, amônia, nitrito e gases tóxicos (PRILABSA, 2025).

As concentrações utilizadas para cada produto estão detalhadas na Tabela 5. Concluída essa etapa, são adicionados 3.000L de microalgas, *Chaetoceros* sp. ou *Thalassiosira* sp. dependendo da disponibilidade do setor de cultivo massivo. A transferência das microalgas para os berçários é realizada por meio de uma bomba centrífuga, através de tubulações e mangueiras.

Tabela 6 - Insumos utilizados na preparação de água (fase II) e suas quantidades

Insumos	Quantidade (g)
Ácido ascórbico	1ppm × nível do tanque
Bicarbonato de sódio	Ajuste da alcalinidade p/ 140 mg CaCO ³ /L
EDTA (Ácido Etilenodiaminotetracético)	10ppm × nível do tanque
AZOMITE®	5ppm × nível do tanque
WSR® (Waste e Sludge Reducer)	1ppm × nível do tanque

Após a adição das pós-larvas, aplicam-se novamente o WSR® e o PROTEC® (Tabela 5). Na larvicultura de camarões, é comum a utilização de aditivos à base de ácidos orgânicos, como o PROTEC®, com o objetivo de promover a saúde intestinal e fortalecer o sistema imunológico das pós-larvas de *P. vannamei*. Dentre os principais compostos presentes nesses aditivos destacam-se o ácido fórmico, ácido cítrico, ácido láctico e ácido acético, que atuam na modulação do pH intestinal, dificultando o crescimento de bactérias patogênicas e favorecendo o desenvolvimento de uma microbiota benéfica. Além disso, esses ácidos melhoram a digestibilidade dos alimentos, estimulam a atividade das enzimas digestivas e contribuem para o aumento da resistência das pós-larvas a estresses ambientais e agentes patogênicos, elevando, assim, as taxas de sobrevivência e o desempenho produtivo (MONTES et al., 2017; KALHORE et al., 2021).

Ambos os produtos são fornecidos uma vez ao dia ao longo de todo o período de cultivo nos berçários, nas seguintes concentrações: 1ppm até o estágio PL5 e 2ppm a partir de PL5 até a despesca.

4.6.2.3 Recepção e estocagem das pós-larvas

Após a transferência das pós-larvas da Fase I, realiza-se a amostragem e contagem para estimar a quantidade necessária que irá povoar cada berçário. Utilizando um puçá, captura-se o número adequado de larvas em cada caixa, concentrando-as em um balde antes de serem destinadas ao berçário correspondente, que já está devidamente preparado para recebê-las.

4.6.2.4 Alimentação

Na Fase II, a principal fonte de nutrientes das pós-larvas é composta por dietas artificiais, consistindo em um mix de rações comerciais em pó, com granulometrias dependentes do estágio que a PL se encontra. No entanto, essa alimentação é complementada com a adição de microalgas, artêmia viva e congelada, além de biomassa de artêmia, os quais desempenham um papel importante no suporte ao desenvolvimento larval. A frequência alimentar é cuidadosamente distribuída ao longo do dia, conforme o tipo de alimento e a fase larval:

- **Mix de ração comercial em pó:** oferecido continuamente ao longo do cultivo, nos seguintes horários: 2h, 5h, 8h, 11h, 14h, 17h, 20h e 23h.
- **Artêmia viva ou congelada:** fornecida do estágio PL1 até PL4, às 3h30, 9h30, 15h30 e 21h30.
- **Biomassa de Artêmia:** ofertada do estágio PL5 até PL13 às 3h30, 9h30, 15h30 e 21h30.

As quantidades de alimento a serem fornecidas são determinadas com base em uma tabela de alimentação, elaborada a partir da estimativa populacional, considerando a taxa de sobrevivência das pós-larvas. Para cada fase do cultivo, são utilizados padrões específicos de alimentação para todas as dietas aplicadas. A partir desses parâmetros, é elaborada uma programação diária, a qual é repassada aos funcionários responsáveis pela pesagem e posterior oferta dos alimentos aos berçários.

4.6.2.5 Manejos e rotinas diárias

Diariamente, é realizada uma inspeção visual em cada berçário. Com o auxílio de um béquer, observa-se a atividade das larvas e a presença de possíveis mortalidades. Além disso, são aferidos os parâmetros de qualidade da água, com medições de temperatura e pH realizadas duas vezes ao dia. Também são avaliadas a disponibilidade de alimento e a existência de sobras, permitindo ajustes na programação alimentar, se necessário. A aclimação à salinidade é monitorada de acordo com a programação de vendas, assegurando uma transição adequada para o ambiente de destino das pós-larvas. Além disso, atribui-se uma taxa de renovação diária de 20% do volume total. Para obter informações mais precisas sobre o estado das larvas, realiza-se uma checagem ao microscópio, geralmente ao final do ciclo e antes de cada venda. Essa análise permite avaliar o nível nutricional das pós-larvas, bem como detectar possíveis deformidades ou indícios de enfermidades.

4.7 EXPEDIÇÃO

O setor de expedição da Carapitanga Larvi é composto por 12 caixas de 500L, posicionadas sobre paletes de madeira, a fim de evitar o contato direto com o chão (Figura 27). Além disso, conta com uma estrutura também em madeira, na qual são dispostos 11 baldes, facilitando a colocação dos sacos plásticos utilizados durante o processo de venda.



Figura 27 - Setor de expedição

Fonte: Do autor

A expedição tem início a partir da despesca total dos berçários, conforme o cronograma de vendas da empresa. No dia anterior à venda, os berçários selecionados têm seus volumes reduzidos em 80% para cerca de 20.000L (20 m³), o que facilita a concentração das larvas para posterior coleta. De modo geral, as atividades de despesca e venda são realizadas no período da manhã, quando as temperaturas são mais amenas, visando reduzir o estresse térmico dos animais. Quando o berçário atinge o nível adequado para despesca, dois funcionários realizam a coleta das pós-larvas utilizando um puçá (Figura 28a), passando-o ao longo do tanque. A drenagem do berçário é feita com o auxílio de um renovador acoplado por uma malha fina, que impede a fuga das larvas durante o processo. Simultaneamente, outros dois funcionários transportam as larvas capturadas em baldes até o setor de expedição.

Para cada berçário despescado na Fase II, são utilizadas duas caixas de 500L, previamente preparadas com 400L de água salgada tratada, suplementada com 1ppm de ácido ascórbico e mantidas sob aeração contínua. Após o transporte, são coletadas quatro amostras de cada caixa com béqueres de 210mL (Figura 28b), cada béquer possui sua numeração de acordo com a caixa, seguindo o mesmo procedimento utilizado na despesca da Fase I. O objetivo é

estimar a densidade larval: os valores obtidos nas contagens são anotados, e a média é utilizada para calcular a quantidade total de larvas por caixa. Durante a permanência no setor de expedição, as pós-larvas são alimentadas com pequenas quantidades de ração em pó e Artêmia congelada.



Figura 28 - Expedição - (a) puçá para despesca do berçário (b) béquer para retirada das amostras
Fonte: *Do autor*

4.8 VENDA DE PÓS LARVAS

As comercializações são efetuadas tanto por meio de caminhões que possuem caixas de transporte quanto em sacos plásticos, conforme a necessidade do cliente. Para cobrir eventuais perdas por estresse durante o transporte e aclimação à salinidade, o laboratório oferece uma bonificação de 10% sobre a quantidade de pós-larvas adquirida. Essa bonificação já está incluída no volume final, tanto nos sacos quanto nos compartimentos da caixa de transporte. Cada milheiro de pós-larva custa cerca de R\$ 14,00.

4.8.1 Vendas em caminhões

Para as vendas realizadas via caminhão com caixas de transporte (Figura 29), os compartimentos do caminhão são previamente preparados de acordo com a salinidade solicitada pelo comprador. Cada compartimento é equipado com um sistema de aeração individual, que fornece oxigênio de forma contínua ao longo de todo o trajeto, por meio de cilindros de oxigênio. Após o enchimento com água, é adicionada artêmia congelada. Em seguida, com base no número de pós-larvas a ser transportado, determina-se a densidade de estocagem (PLs/L), respeitando o limite máximo 1000 PL/L em cada compartimento.



Figura 29 - Caminhão de transporte para pós-larvas
Fonte: Do autor

Para minimizar o canibalismo durante o transporte até a fazenda, são programadas paradas periódicas para alimentação das larvas com ração em pó, geralmente a cada 2h, a depender da distância até o destino. Antes da partida do caminhão, são aferidos e registrados os parâmetros de temperatura, pH e salinidade da água, os quais são informados tanto no relatório técnico quanto na nota fiscal da venda

4.8.2 Vendas em sacos plásticos

Nas vendas em sacos plásticos (Figura 30), duas caixas são previamente preparadas: uma contendo artêmia e outra com as pós-larvas. Em geral, cada saco recebe 10 L de água com artêmia e 5 L de pós-larvas, seguindo uma proporção estabelecida com base em cálculos prévios de densidade ideal.

O processo consiste na inserção de dois sacos plásticos (um dentro do outro) em cada balde da estrutura de expedição. Primeiramente, adiciona-se a água com artêmia, seguida pelas pós-larvas. Em seguida, uma equipe aplica oxigênio utilizando uma pistola conectada a um cilindro de oxigênio comprimido, garantindo a oxigenação adequada das pós-larvas. O saco interno é então amarrado com ligas, e outra equipe finaliza o fechamento do saco externo, também com ligas, a fim de evitar vazamentos e garantir a integridade da carga durante o transporte.



Figura 30 - Sacos plásticos para venda de pós-larvas

Fonte: Do autor

5. PRÁTICAS DE BIOSSEGURANÇA

As práticas de biossegurança do laboratório Carapitanga Larvi vêm sendo gradualmente estruturadas e aprimoradas, considerando que a empresa ainda possui um tempo relativamente curto de atuação e está em constante processo de adaptação e consolidação de seus protocolos operacionais. Atualmente, os setores de maturação, microalgas e artêmia já contam com funcionários fixos que seguem rigorosamente os procedimentos de biossegurança. Nos demais setores, como larvicultura (fases I e II) e expedição, a equipe ainda atua em sistema de revezamento. Apesar disso, a empresa adota medidas importantes para evitar contaminações, como a proibição da troca de utensílios e equipamentos entre setores. Além disso, as rotinas de manejo são realizadas em ordem crescente de desenvolvimento das larvas (iniciando pelos tanques com estágio menos avançado até os mais avançados), o que contribui para reduzir os riscos de contaminação cruzada.

Todos os setores passam por um processo completo de desinfecção e assepsia ao final de cada ciclo produtivo. Os materiais são devidamente lavados após o uso com detergente e iodo, também utilizados para desinfecção em todos os ambientes. O uso de EPI (Equipamento de Proteção Individual) e uniformes é uma exigência da empresa, sendo os itens fornecidos integralmente aos funcionários. Dentre os setores, destaca-se o cultivo de microalgas como referência em biossegurança, apresentando uma rotina altamente controlada: o acesso é restrito ao responsável, que realiza assepsia rigorosa das mãos e braços com álcool a cada entrada no

ambiente. Esse setor representa um modelo a ser replicado nas demais áreas à medida que a empresa evolui em suas práticas.

Embora ainda existam desafios a serem superados, sobretudo em função do curto tempo de funcionamento, a Carapitanga Larvi demonstra esforço contínuo para aprimorar seus protocolos de biossegurança, com iniciativas sólidas já implementadas e um caminho promissor para o fortalecimento de boas práticas em todos os setores produtivos.

6. CONCLUSÃO

O estágio supervisionado no laboratório de maturação e larvicultura da empresa Carapitanga proporcionou uma vivência prática enriquecedora, permitindo integrar os conhecimentos adquiridos ao longo da graduação com a rotina produtiva voltada à obtenção de pós-larvas de *P. vannamei*. Ao acompanhar os diferentes setores da larvicultura, foi possível compreender com maior profundidade aspectos essenciais como o manejo das fases larvais, os protocolos de alimentação, o controle da qualidade da água e a produção de alimento vivo.

A experiência contribuiu de maneira significativa para o desenvolvimento de habilidades técnicas e operacionais, ampliando a compreensão dos processos que garantem a eficiência e a biossegurança na produção de organismos aquáticos. Dessa forma, o estágio cumpriu um papel decisivo na formação profissional, fortalecendo a capacidade de atuação e percepções que poderão ser aplicadas futuramente.

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Após a realização do Estágio Supervisionado Obrigatório no laboratório Carapitanga Larvi, foi possível vivenciar as atividades práticas dos diferentes setores da unidade e observar os seguintes pontos principais:

1. Apesar da localização estratégica próxima ao mar, a salinidade sofre variações sazonais devido ao aporte de água doce do Rio Sirinhaém. Durante os meses de outubro a abril, a qualidade da água captada é afetada por resíduos de defensivos agrícolas utilizados na produção canavieira da região, exigindo maior controle no tratamento da água.
2. O laboratório apresenta uma estrutura física adequada e logística eficiente, atendendo com regularidade o Grupo Carapitanga e outros produtores do Nordeste. A equipe é

composta, em sua maioria, por profissionais experientes, e os novos colaboradores passam por treinamento, o que garante um manejo padronizado.

3. As pós-larvas produzidas são uniformes, resistentes e apresentam bom desempenho em diferentes salinidades. As taxas de sobrevivência nas fases I e II são satisfatórias. Em junho (período do estágio), a produção alcançou 60 milhões de PLs, sabendo-se que a capacidade produtiva é de 90 a 100 milhões mensais do laboratório, é possível inferir que em algum ciclo a sobrevivência declinou, podendo ser associado às ocasiões de falta de controle sanitário.
4. A ausência de funcionários fixos para funções específicas pode gerar sobrecarga e comprometer o controle de biossegurança. No entanto, a expansão de setores reflete o crescimento da empresa e o aumento da demanda por seus produtos.
5. Na produção de alimento vivo (microalgas), não é realizado o monitoramento da densidade celular (células/mL) nas diferentes fases do cultivo. De modo geral, a oferta de microalgas aos organismos em cultivo é baseada apenas em volumes padronizados em L, definidos por estágio larval. Essa abordagem pode resultar em variações expressivas na quantidade real de biomassa administrada, comprometendo a uniformidade do aporte nutricional, a estabilidade da qualidade da água e a eficiência alimentar.
6. Na produção de artêmia, não há uma avaliação corriqueira em relação ao acompanhamento da taxa de eclosão do cisto utilizado. A ausência desse monitoramento pode resultar em variações na quantidade de náuplios disponíveis, comprometendo a oferta adequada de alimento vivo para as larvas e dificultando o planejamento alimentar, além de aumentar o risco de subnutrição ou desperdício de insumos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABCC – ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE CRIADORES DE CAMARÃO. Anuário da Piscicultura e Carcinicultura 2024. Natal: ABCC, 2024. Disponível em: <https://abccam.com.br/wp-content/uploads/2024/10/ANUARIO2024>

55_digital_CAMARAO.pdf. Acesso em: 8 jul. 2025.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE CRIADORES DE CAMARÃO – ABCC. *Anuário 2024*. Fortaleza: ABCC, 2024.

BOYD, Claude E. Water Quality: An Introduction. New York, p. 232, 2015. ISBN 978-3-319-17445-8.

BRAY, W. A.; LAWRENCE, A. L.; LEUNG-TRUJILLO, J. R. Effect of low salinity on growth and survival of postlarvae and juvenile *Litopenaeus vannamei*. Journal of the World Aquaculture Society, v. 25, n. 3, p. 411–416, 1994. DOI: 10.1111/j.1749-7345.1994.tb00842.

BRAY, W. A.; LAWRENCE, A. L.; LEUNG-TRUJILLO, J. R. The effect of salinity on growth and survival of *Penaeus vannamei*, with observations on the interaction of salinity and temperature. *Aquaculture*, v. 91, n. 2, p. 241–248, 1990. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(90\)90127-I](https://doi.org/10.1016/0044-8486(90)90127-I).

CAMPOS, L. B. S. Cursos para técnicos administradores de laboratório de larvicultura. Natal, Rio Grande do Norte, 20 p. 2001.

CHAMBERLAIN, G. History of Shrimp Farming. In: Alday-Sanz, V. (Ed.), *The Shrimp Book*. Nottingham University Press, Nottingham, United Kingdom, p. 1–35, 2010.

COELHO, J. A. P.; NUNES, A. J. P. *Histórico e desenvolvimento da carcinicultura marinha no Brasil*. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2016.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations. Larval rearing of *Penaeus vannamei*. In: FAO. Cultured Aquatic Species Information Programme – *Penaeus vannamei* (Boone, 1931). Rome: FAO, 2024.

FAO. Guide to the Application of Chemicals in Aquaculture and Measures to Control their Use. Roma: Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2000. Disponível em: <https://www.fao.org/4/ac014e/AC014E03.htm>. Acesso em: 18 jul. 2025.

FAO. Shrimp Culture Systems: Design and Operation. Food and Agriculture Organization of the United Nations, 2024.

FOOD AND AGRICULTURE ORGANIZATION OF THE UNITED NATIONS (FAO). Manual on the production and use of live food for aquaculture. FAO Fisheries Technical Paper, n. 361. Rome: FAO, 1996. Disponível em: <https://www.fao.org/3/W3732E/w3732e00.htm>. Acesso em: 27 jul. 2025.

GLOBAL SEAFOOD ALLIANCE. Reproductive performance of *L. vannamei* broodstock reared in ponds and tanks. 2023.

IGARASHI, M. A. Situação atual do cultivo de camarão marinho no Brasil. Nutritime Revista Eletrônica, Viçosa, v. 22, n. 2, p. 9533–9551, mar./abr. 2025. ISSN 1983-9006. Disponível em: <http://www.nutritime.com.br>. Acesso em: 8 jul. 2025.

INVE AQUACULTURE. Technical data sheet – EG Artemia regular cysts. TC-EN-EG-050521. 2021. Disponível em: <https://artemia.inveaquaculture.com>. Acesso em: 28 jul. 2025.

JALA TECH. How to take care of shrimp broodstock. 2022.

KALHORE, N.; PATIL, P.; SAHARE, P.; KAMBLE, S.; MORE, R. Dietary organic acids as immunostimulants in crustacean aquaculture: A review. Fish & Shellfish Immunology, Amsterdam, v. 118, p. 97–106, 2021. DOI: 10.1016/j.fsi.2021.07.017.

LARAMORE, S.; LARAMORE, C. R.; SCARBOROUGH, R. Comparative survival and growth of postlarval *Penaeus vannamei* reared in low salinity. Journal of the World Aquaculture Society, v. 32, n. 4, p. 405–408, 2001. <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2001.tb00464.x>.

LAVENS, P., SORGELOOS, P. The use of *Artemia* in aquaculture. In: SORGELOOS, P. et al (ed). Manual on the production and use of live food for aquaculture. Rome: FAO, p. 45-97, 1996. (FAO Fisheries Technical Paper, 361). Acesso em 17 de jul. 2025.

LAVENS, P.; SORGELOOS, P. Manual on the production and use of live food for aquaculture. Rome: FAO, 1996. (FAO Fisheries Technical Paper, no. 361).

LICOP, M. S. R. Sodium-EDTA effects on survival and metamorphosis of *Penaeus monodon* larvae. Aquaculture, v. 74, n. 3–4, p. 239-247, 1988. DOI: 10.1016/0044-8486(88)90368-7

LIO-PO, G. D.; SANVICTORES, E. G. Tolerance of *Penaeus monodon* eggs and larvae to fungicides against *Lagenidium* sp. and *Haliphthoros philippinensis*. Aquaculture, Amsterdam, v. 51, n. 3–4, p. 161–168, 1986. DOI: 10.1016/0044-8486(86)90305-4.

- LIU, J.; ZHOU, T.; WANG, C.; WANG, W.; CHAN, S. Comparative transcriptomics reveals eyestalk ablation induced responses of the neuroendocrine-immune system in the Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Fish & Shellfish Immunology*, v. 106, p. 823–832, 2020.
- LONGDOM. Procedure for maturation and spawning of imported shrimp *Litopenaeus vannamei* in commercial hatchery. 2020.
- LOPES, A. F. S. Comportamentos alimentares de *Brachionus spp*: microalgas vivas e liofilizadas e emulsões de produtos comerciais – taxas de crescimento e análise dos conteúdos lipídicos. 2010. Dissertação (Mestrado em Ecologia Marinha) – Faculdade de Ciências, Universidade de Lisboa, Lisboa, 2010.
- MENEZES, Iarla Karine Bezerra. Acompanhamento das fases de cultivo de larvas de *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) em laboratório comercial. 2002. 56 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Engenharia de Pesca) – Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2002.
- MONTES, A.; SUÁREZ, L.; LÓPEZ, R.; PÉREZ, J.; RAMÍREZ, G.; MARTÍNEZ, F. Effects of organic acids on growth performance, digestive enzymes, and immune responses in *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture Nutrition*, Oxford, v. 23, n. 5, p. 1077–1084, 2017. DOI: 10.1111/anu.12443.
- MOURIÑO, J. L. P.; BUGLIONE NETO, C. C.; VIEIRA, F. N.; RAMIREZ, C.; PEDROTTI, F. S.; BELETTINI, F.; SEIFFERT, W.; BELTRAME, E. Avaliação bacteriológica aplicada à produção de pós-larvas de *Penaeus vannamei*. *Atlântica* (Rio Grande), v. 30, n. 1, p. 9–16, 2008.
- NUNES, A. J. P. O cultivo de camarões marinhos no Nordeste do Brasil. *Revista Panorama da Aquicultura*, Rio de Janeiro, edição 65, 30 jun. 2001. Disponível em: <https://panoramadaaquicultura.com.br/o-cultivo-de-camaroes-marinhos-no-nordeste-do-brasil/>. Acesso em: 8 jul. 2025.
- NUNES, A. J. P.; MARTINS, P. C. C. *A carcinicultura brasileira e suas perspectivas de crescimento sustentável*. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2018.
- NUNES, A. J. P.; ROCHA, I. P. *Situação atual e perspectivas da carcinicultura marinha no Brasil*. Aracaju: Embrapa Tabuleiros Costeiros, 2004.
- OLIVEIRA, E. Cultivo de microalgas em laboratórios de larvicultura de Peneídeos. Florianópolis: UFSC, p.12, 1995.
- OLIVEIRA, R.C. O programa da aquicultura no Brasil: a prática com foco na sustentabilidade. *Revista Intertox de Toxicologia. Risco Ambiental e Sociedade*. Vol2. Nº1.2009.

PANORAMA DA AQUICULTURA. IBGE divulga os números da produção aquícola em 2021. 2022. Disponível em: <https://panoramadaaquicultura.com.br/ibge-divulga-os-numeros-da-producao-aquicola-em-2021/>. Acesso em: 8 jul. 2025.

PRILABSA. EZ Artemia Ultra – próxima geração de dieta líquida microencapsulada formulada para exceder o perfil de nutrientes da Artemia enriquecida. Guayaquil: PRILABSA, 2022. Disponível em: <https://prilabsa.com/producto/ez-artemia-ultra/>. Acesso em: 27 jul. 2025.

PRILABSA. Waste & Sludge Reducer. Guayaquil: Prilabsa, 2025. Disponível em: <https://prilabsa.com/producto/waste-sludge-reducer/>. Acesso em: 27 jul. 2025.

PRIYADARSHANI, I.; RATH, B. Bioactive compounds from microalgae and cyanobacteria: RACOTTA, I. S.; PALACIOS, E.; HERNÁNDEZ-HERRERA, R. Shrimp larval quality in relation to broodstock condition. *Aquaculture*, v. 227, p. 107–130, 2003. DOI: 10.1016/S0044-8486(03)00500-0.

RIBEIRO, Saulo da Costa. Acompanhamento das atividades desenvolvidas na larvicultura de camarão marinho da Seafarm (praia de Canoa Quebrada, Aracati, Ceará). 2010. 53 f. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Engenharia de Pesca) – Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2010.

SORGELOOS, P.; BOUJARD, T.; KESTEMONT, P.; LAVENS, P.; SORGELOOS, M. Use of the brine shrimp, *Artemia* spp., in marine fish and crustacean hatcheries. *Aquaculture*, v. 200, n. 1–2, p. 147–159, 2001.

THE FISH SITE. A magnetic solution to top quality artemia. 2012. Disponível em: <https://thefishsite.com/articles/a-magnetic-solution-to-top-quality-artemia>. Acesso em: 30 jul. 2025.

TORRENTERA, B. L.; TACON, A. G. J. La producción de alimentos. Importancia en la Acuicultura. FAO Documento de Campo no 12, proyecto GCP/RLA/ITA/Brasil, p. 90, 1989.

TSENG, Y. C.; CHEN, J. C. Effects of salinity on the survival, growth, molting and feeding of *Penaeus monodon* juveniles. *Aquaculture*, v. 107, n. 3-4, p. 289–295, 1992. [https://doi.org/10.1016/0044-8486\(92\)90079-G](https://doi.org/10.1016/0044-8486(92)90079-G).

utility and applications. *International Journal of Pharmaceutical Sciences and Research*, v. 3, n.

WEATHER SPARK. *Clima característico em Sirinhaém, Pernambuco, Brasil durante o ano*. [S.l.]: WeatherSpark, [2024]. Disponível em: <https://pt.weatherspark.com/y/31317/Clima->

caracter%C3%ADstico-em-Sirinha%C3%A9m-Pernambuco-Brasil-durante-o-ano. Acesso em: 10 jul. 2025.

WOJCIECHOWSKI, J.; STRAUBE, A.; CAVALCANTE, K. P; MIRANDA, F. E. Apostila: isolamento e cultivo de cianobactérias. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, 2013. Apostila técnica. Disponível em: https://www.researchgate.net/publication/270452268_Isolamento_e_cultivo_de_microalgas. Acesso em: 17 jul. 2025.

XIMENES, L. F.; VIDAL, M. F. Carcinicultura. *Caderno Setorial ETENE*, Fortaleza: Escritório Técnico de Estudos Econômicos do Nordeste – ETENE, ano 8, n. 318, dez. 2023. Disponível em: <https://www.bnb.gov.br/etene/caderno-setorial>. Acesso em: 8 jul. 2025.

YANO, I.; KANNA, R. A.; OYAMA, R. N.; WYBAN, J. Mating behavior of *Penaeus vannamei*. *Marine Biology*, v. 97, n. 2, p. 171–175, 1988.

ZHANG, Xinbo et al. *EDTA-based adsorbents for the removal of metal ions in wastewater*. *Coordination Chemistry Reviews*, [S.l.], v. 434, p. 213809, 2021. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.ccr.2020.213809>. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0010854520304665>. Acesso em: 30 jul. 2025.