



UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS PESQUEIROS E
AQUICULTURA

APLICAÇÃO DE PROBIÓTICO E SIMBIÓTICO NA PRODUÇÃO DE
***Penaeus vannamei* (BOONE, 1931) NA FASE DE BERÇÁRIO**

Fábio Reis dos Santos

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Recursos Pesqueiros e Aquicultura da Universidade Federal Rural de Pernambuco como exigência para obtenção do título de Mestre.

Prof. Dr. Luis Otavio Brito da Silva
Orientador

**Prof^ª Dr^a Suzianny Maria Bezerra Cabral da
Silva**
Co-orientadora

Prof. Dr. Silvio Ricardo Maurano Peixoto
Co-orientador

RECIFE
FEVEREIRO / 2025

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação
Universidade Federal Rural de Pernambuco
Sistema Integrado de Bibliotecas
Gerada automaticamente, mediante os dados fornecidos pelo autor

SANTOS, Fábio Reis dos

APLICAÇÃO DE PROBIÓTICO E SIMBIÓTICO NA PRODUÇÃO DE *Penaeus vannamei* (BOONE. 1931) NA FASE DE BERÇÁRIO / Fábio Reis dos Santos - 2025

41f. :il

Orientador: Luis Otavio Brito da Silva
Inclui referências.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Programa de Pós-Graduação em Recursos Pesqueiros e Aquicultura, Recife, 2025.

1. *Penaeus vannamei*. 2. Probióticos e Simbióticos. 2. Sobrevivência. 3. Desempenho. 4. Benefícios econômicos I. Silva, Prof. Dr. Luis Otavio Brito da, orientador. II. Silva, Prof^a Dr^a Suzianny Maria Bezerra Cabral da, e Peixoto, Silvio Ricardo Maurano, III. Título

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
PRÓ-REITORIA DE PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS PESQUEIROS E
AQUICULTURA**

**APLICAÇÃO DE PROBIÓTICO E SIMBIÓTICO NA PRODUÇÃO DE
Penaeus vannamei (BOONE, 1931) NA FASE DE BERÇÁRIO**

Fábio Reis dos Santos

Dissertação a ser julgada adequada para obtenção do título de Mestre em Recursos Pesqueiros e Aquicultura. Defendida em 27/02/2025 pela seguinte Banca Examinadora.

Prof. Dr. Luis Otavio Brito da Silva
Orientador
Departamento de Pesca e Aquicultura – UFRPE

Profa. Dra. Juliana Ferreira dos Santos
Departamento de Pesca e Aquicultura – UFRPE
(Membro interno)

Prof. Dr. Geraldo Kipper Fóes
Instituto de Oceanografia – FURG
(Membro externo)

Dedicatória

Dedico esse trabalho aos meus pais Maria José e Celio Reis, a minha esposa Ana Galdino e meus filhos Filipe Augusto e Fábio Guilherme.

Agradecimentos

Ao Programa de Pós-Graduação em Recursos Pesqueiros e Aquicultura/UFRPE, por todo o esforço de seus integrantes na busca de um ensino de qualidade.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Nível Superior (CAPES) pela bolsa de pós-graduação em nível de mestrado.

Ao orientador, professor Dr. Luis Otavio Brito da Silva por anos de ajuda e amizade desde a graduação.

A professora Dra. Suzianny Silva (UFRPE) e Silvio Peixoto (UFRPE) pela colaboração no desenvolvimento da dissertação.

Aos professores membros da banca, Dr. Juliana Ferreira, Dr. Geraldo Kipper Fóes, Dra. Gelcirene Costa e Dr. William Severi, por fornecerem novos subsídios para a finalização deste documento. Ao Professor Dr. Mateus Medeiros, pelo incentivo e amizade.

A equipe do Laboratório de Carcinicultura LACAR/DEPAQ/UFRPE: Caio Rubens, Gênison Carneiro e Danielle Alves e toda equipe pela colaboração no desenvolvimento da dissertação, com destaque especial a Rodolfo Guedes e Roberto Aguiar, pelo constante apoio.

A equipe do Laboratório de Sanidade de Organismos Aquáticos (LASAQ), em especial a Scarlatt Paloma, pela colaboração nas análises microbiológicas e conhecimentos compartilhados e a Gabriel Sobral Michereff, no apoio na coleta da hemolinfa dos camarões e da preparação dos anticoagulantes e conhecimentos compartilhados.

A equipe do Laboratório de Pesca Sustentável – (LAPESU), em especial a Rodrigo Marinho, pelos inúmeros esforços e constante ajuda nas atividades de manutenção e desenvolvimento de estruturas para biometria e despesca de camarão em berçário.

A INVE Aquaculture Brasil pela ajuda na realização da pesquisa.

A meus familiares em especial minha esposa e meus filhos sempre me dando forças para continuar e vencer as batalhas.

E, principalmente, ao meu Senhor e salvador pessoal, Jesus Cristo, por toda força que me concedeu para superar todos os obstáculos e alcançar mais este objetivo.

RESUMO

Bactérias patogênicas e oportunistas do gênero *Vibrio* comprometem a sobrevivência de camarões marinhos em fase de berçário e engorda. Para mitigar esses impactos, a adoção de boas práticas, como a adição de probióticos e simbióticos, é essencial. Este estudo avaliou os efeitos da adição destes aditivos sobre o desempenho produtivo, a contagem de bactérias heterotróficas e *Vibrio spp.*, os benefícios econômicos e a resistência ao nitrogênio amoniacal em *Penaeus vannamei* cultivado em fase de berçário. Foram avaliados quatro tratamentos: controle (C), aplicação de cepas probióticas comerciais ativadas com açúcar demerara (P), aplicação de farelo de arroz fermentado com probióticos (S), e aplicação alternada de probióticos comerciais ativados com açúcar demerara e aplicação de farelo de arroz fermentado com probióticos (SP). As pós-larvas (PLs) ($0,010 \pm 0,001$ g) foram estocadas em tanques experimentais (280 PL/unidade experimental; 5.000 PL/m³) e alimentadas quatro vezes ao dia durante 30 dias. Probióticos (1 g/m³, 10⁹ UFC/g [*Bacillus subtilis*, *Bacillus licheniformis*]) foram ativadas com açúcar demerara nos tanques ou através da fermentação do farelo de arroz (S) a cada cinco dias. Os tratamentos com probióticos e/ou simbióticos resultaram em maior sobrevivência (> 94%) e resistência ao nitrogênio amoniacal (> 92%) em comparação ao controle (82% e 85%, respectivamente). Além disso, proporcionaram maior concentração de bactérias heterotróficas e benefícios econômicos superiores. No entanto, a contagem total de hemócitos ao final do teste de resistência ao nitrogênio amoniacal não diferiu significativamente entre os tratamentos. O protocolo de aplicação de 1 g de probiótico/m³ a cada cinco dias promoveu incremento na concentração bacteriana heterotrófica e benefícios econômicos.

Palavras-chave: *Penaeus vannamei*, probiótico, simbiótico, sobrevivência, desempenho, benefícios econômicos.

ABSTRACT

Pathogenic and opportunistic bacteria of the *Vibrio* genus pose a significant threat to the survival of shrimp during the nursery and grow-out phases. To mitigate these impacts, the adoption of practices, such as the addition of probiotics and synbiotics, is essential. This study investigated the effects of these additives on production performance, heterotrophic bacterial and *Vibrio* spp. counts, economic benefits, and resistance to ammoniacal nitrogen in *Penaeus vannamei* during the nursery phase. Four treatments were evaluated: control (C), application of commercially available probiotic strains activated with demerara sugar (P), application of rice bran fermented with probiotics (S), application of commercially available probiotic strains activated with demerara sugar and application of rice bran fermented with probiotics (SP). Post-larvae (PLs) (0.010 ± 0.001 g) were stocked at a density of 5,000 PLs/m³ (280 PLs per experimental unit) and fed four times daily for 30 days. Probiotics (1 g/m³, 10⁹ CFU/g [*Bacillus subtilis*, *Bacillus licheniformis*]) were activated either with demerara sugar in the tanks or through the rice bran fermentation (S) every five days. Treatments involving probiotics and/or synbiotics showed significantly higher survival rates (> 94%) and resistance to ammoniacal nitrogen (> 92%) compared to the control group (82% and 85%, respectively). Furthermore, these treatments resulted in increased heterotrophic bacterial counts and enhanced economic outcomes. However, no significant differences were observed in total hemocyte count at the end of the ammoniacal nitrogen resistance test across treatments. The protocol involving application of 1 g/m³ every five days led to an increase in heterotrophic bacterial concentration and economic benefits.

Keywords: *Penaeus vannamei*, probiotic, synbiotic, survival, performance, economic benefits.

Lista de Tabelas

Tabela 1. Adição de probiótico e simbiótico no tanque berçário do camarão <i>Penaeus vannamei</i>	18
.....	
Tabela 2. Concentração de nitrogênio nas unidades experimentais para o teste de estresse com amônia.....	22
Tabela 3. Variáveis de qualidade de água do berçário de <i>P. vannamei</i> com a aplicação de probióticos e/ou simbióticos.....	24
Tabela 4. Contagem presuntiva da água ao final de 30 dias de cultivo de <i>P. vannamei</i> na fase de berçário de probióticos e/ou simbióticos	24
Tabela 5. Desempenho produtivos de <i>P. vannamei</i> na fase de berçário com de probióticos e/ou simbióticos	25
Tabela 6. Custos e Benefícios econômicos da utilização de probiótico e/ou simbiótico para produzir 500.000 juvenis no berçário <i>P. vannamei</i>	26
Tabela 7. Sobrevivência de <i>P. vannamei</i> em berçários com aplicação de probiótico e/ou simbiótico ao longo das 96 h do teste de estresse de nitrogênio amoniacal.....	27
Tabela 8. Contagem de hemócitos totais da hemolinfa de juvenis de <i>P. vannamei</i> antes e após o desafio com amônia	28

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	10
2. OBJETIVO GERAL	13
2.1 Objetivos Específicos	13
3. HIPÓTESE	13
4. ARTIGO I	
Probióticos e Simbióticos no Cultivo de <i>Penaeus vannamei</i> na fase de Berçário: Efeitos na contagem presuntiva de bactérias, desempenho zootécnico, benefícios econômicos e resistência ao nitrogênio amoniacal	14
5. CONSIDERAÇÕES FINAIS	37
6. REFERENCIAS	38

1. INTRODUÇÃO

No ano de 2022, a produção global de animais aquáticos alcançou uma impressionante marca de 223,2 milhões de toneladas (animais e macroalgas), com expressivos 58% desse total proveniente da aquicultura. Dentre os diversos setores da aquicultura, a carcinicultura merece destaque registrando uma produção de 12,75 milhões de toneladas, sendo a espécie *Penaeus vannamei* responsável por expressivos 62,2% do total (FAO, 2024).

No Brasil, a produção de camarão cultivado, especialmente da espécie *P. vannamei*, registrou um crescimento notável em 2024, atingindo a marca de 210 mil toneladas, o que representa um aumento considerável de 16,6% em relação ao ano anterior (ROCHA, 2025). O Nordeste do país destaca-se como a região de maior importância nesse segmento, sendo a produção liderada pelos estados do Ceará e Rio Grande do Norte (ROCHA, 2025).

O sucesso da criação do *P. vannamei* está associado ao excelente desempenho zootécnico da espécie, à alta demanda e aceitação no mercado, bem como à sua capacidade de suportar altas densidades de criação e se adaptar a variações ambientais, como destacado em estudos realizados por Lin e Chen (2003), Racotta et al. (2003) e Briggs et al. (2004). No entanto, apesar dos avanços recentes na produção desta espécie, os desafios relacionados aos agentes virais, como exemplo, o Vírus da Síndrome da Mancha Branca (WSSV) e o da Mionecrose Infecciosa (IMNV), este e outros agentes infecciosos, afetam negativamente a eficiência produtiva, resultando em perdas econômicas substanciais (ASCHE et al., 2021; LEE et al., 2022).

Um desafio adicional é apresentado pelas bactérias patogênicas e oportunistas do gênero *Vibrio*, responsáveis por doenças como a necrose hepatopancreática aguda (AHPND) (HUYNH et al., 2023) e os microscópidos *Enterocytozoon hepatopenaei* (EHP) (GOVINDASAMY et al., 2024). Esses agentes contribuem para baixas taxas de sobrevivência, tanto na fase de berçário quanto na fase de engorda. Portanto, visando aumentar a produtividade em aquicultura é crucial a adoção de boas práticas na produção do *P. vannamei* desde o início da produção em sua fase de berçário, bem como a utilização de biotecnologia, incluindo a adição de imunomoduladores, prebióticos e probióticos, além de inovações tecnológicas como os sistemas de bioflocos e simbióticos (AMENYOGBE et al., 2020; ABDEL-LATIF et al., 2022; GOH et al., 2022; KHANJANI et al., 2023).

As fontes de origem vegetal, como farelos de arroz, soja ou trigo, são carboidratos polissacarídeos, rico em fibras insolúveis (como a celulose) ou de baixa solubilidade (TAMANG et al., 2016; DAWOOD e KOSHIO, 2019; VASSILEVA et al., 2021). Entretanto quando processados com microrganismos probióticos, essas fontes podem atuar como prebióticos,

servindo de substrato para o crescimento microbiano e a formação de ácidos orgânicos (como ácido lático, ácido acético, ácido fórmico, ácido propiônico, ácido palmítico, ácido pirúvico, ácido málico, ácido fórmico e butílico), álcool (etanol), aldeídos, cetonas e bacteriocinas (BUTT et al., 2021; NOMAM et al., 2024). Esses compostos contribuem para o equilíbrio da microbiota da água e intestinal dos camarões, promovendo um aumento na performance do cultivo.

Os probióticos são suplementos microbianos vivos que promovem benefícios ao hospedeiro, alterando sua comunidade microbiana. Entre os principais mecanismos de ação, destacam-se: (i) a competição com microrganismos patogênicos (como bactérias causadoras de doenças) pelos nutrientes e pelos espaços de aderência na parede intestinal; (ii) a produção de substâncias antimicrobianas como ácidos orgânicos (ex.: ácido lático) e substâncias antimicrobianas (como bacteriocinas), que inibem o crescimento de microrganismos patogênicos e mantêm um ambiente intestinal saudável; (iii) o fortalecimento da barreira intestinal melhorando a integridade da mucosa intestinal, prevenindo a translocação de patógenos e toxinas para a corrente sanguínea; (iv) a modulação da resposta imune, com a ativação ou supressão da atividade de células imunes intestinais, como os linfócitos e macrófagos, regulando a inflamação e promovendo uma resposta imunológica equilibrada; (v) o metabolismo de fibras e carboidratos não digeríveis, produzindo ácidos graxos de cadeia curta, como o butirato, que tem efeitos benéficos sobre a saúde intestinal, incluindo a redução da inflamação e a promoção da integridade das células intestinais; (vi) o equilíbrio da microbiota intestinal, restaurando seu equilíbrio (BOURDICHON et al., 2012; GARCÍA-BURGOS et al., 2020; KINPE et al., 2021; MUTHU et al., 2024). Há uma variedade de microrganismos probióticos que podem ser empregados na aquicultura, incluindo: *Lactobacillus*, *Pediococcus*, *Bifidobacterium*, *Enterococcus*, *Bacillus subtilis*, *Bacillus licheniformis*, *Bacillus pumilus*, *Bacillus megaterium*, *B. amyloliquefaciens*, *B. clausii*, entre outras espécies de bactérias, além dos Fungos, como as leveduras do gênero *Saccharomyces* (BOURDICHON et al., 2012; GARCÍA-BURGOS et al., 2020; KINPE et al., 2021).

Desta forma, a junção do prebióticos e probiótico, conhecidos como simbióticos pode aumentar a eficiência desses microrganismos, fortalecendo o sistema imunológico contra enfermidades e contribuindo para melhoria da qualidade da água (VERSCHUERE et al., 2000; GOH et al., 2022; NOMAN et al., 2024). Portanto, a abordagem simbiótica (prebióticos + probióticos) é uma inovação na biotecnologia microbiana, com a aplicação de farelos agrícolas como fertilizantes na aquicultura. A fermentação e/ou respiração microbiana de carbono orgânico com microrganismos probióticos, auxilia no controle da qualidade da água e no desenvolvimento

das comunidades microbianas probióticas (SANTOS et al., 2022a,b; PIMENTEL et al., 2022, 2024, a,b; KHANJANI et al., 2023). A comunidade microbiana heterotrófica promovida pelo simbiótico, entre suas várias funções, assimila compostos nitrogenados nocivos produzidos pelos animais e pela incorporação de ração no sistema, melhorando a qualidade da água. A ação dessas bactérias converte esses compostos prejudiciais em biomassa microbiana, proporcionando uma alternativa natural de alimento para os animais. Isso tem um impacto positivo na composição microbiana na água, no intestino e do hepatopâncreas dos camarões (ANDRADE et al., 2021; HUSSAIN et al., 2021; ABDEL-TAWWAB et al., 2022).

Estudos recentes demonstram a eficiência do uso de simbióticos na água de cultivos de camarões, com resultados positivos observados no desempenho zootécnico (SANTOS et al., 2022b), na microbiota intestinal e do hepatopâncreas (ANDRADE et al., 2021; ABDEL-TAWWAB et al., 2022) de camarões. Entretanto, o uso de farelos fermentados de forma incorreta pode acarretar em um aumento exacerbado da matéria orgânica de fundo das unidades de produção, principalmente, quando os sistemas de aeração não estão distribuídos por toda a extensão dos viveiros, podendo proporcionar problemas em relação à produção de substâncias tóxicas, como o gás sulfídrico que causa uma maior demanda biológica de oxigênio.

Uma outra estratégia de convivência com as enfermidades é o uso do sistema multifásico de criação de camarão, que incorpora um estágio intermediário de berçário entre a fase de larvicultura e os viveiros de engorda. Geralmente essa fase pode compreender entre 15 a 40 dias, no qual as pós-larvas de camarão são estocadas a altas densidades em um ambiente biosseguro, com monitoramento de qualidade de água e alimentação. Essa etapa pode incrementar a produção, diminuir o tempo de despesca e auxiliar a administração da propriedade, já que camarões maiores possuem um sistema imunológico mais aprimorado (GARZA DE YTA, 2004; MISHRA et al., 2008; CORREIA et al., 2014; RODRÍGUEZ-OLAGUE et al., 2021). No entanto, embora tenha suas vantagens, o sistema de berçários apresenta algumas desvantagens, como um maior investimento em infraestrutura (custos de construção superiores aos sistemas de viveiros tradicionais), custos operacionais elevados e maior demanda por mão de obra especializada (SAMOCHA e LAWRENCE, 1998). Porém, os benefícios em termos de produção e controle sanitário a longo prazo podem tornar a utilização de berçários uma alternativa eficaz para o setor da carcinicultura, desde que seja adotado o manejo adequado.

Desta forma, com o intuito de impulsionar o progresso da carcinicultura, torna-se essencial empreender pesquisas que almejam o aprimoramento das técnicas de manejo da

aplicação de microrganismos imunomoduladores prébióticos, associados com cepas probióticas na produção de juvenis de camarões.

2. OBJETIVO GERAL

Avaliar o efeito da adição de probiótico e simbiótico na água para a produção de *Penaeus vannamei* em berçários intensivos com mínima troca de água.

2.1 Objetivos Específicos

- Avaliar a qualidade da água do berçário e *P. vannamei* com aplicação de probiótico e simbiótico;
- Analisar a contagem presuntiva na água de *Vibrio spp.* (TCBS) e de bactérias heterotróficas (PCA) com aplicação de probiótico e simbiótico;
- Avaliar o desempenho zootécnico de *P. vannamei* cultivados em berçários com aplicação de probiótico e simbiótico;
- Analisar os benefícios econômicos da aplicação de microrganismo probióticos na produção em berçário de *P. vannamei*.

3. HIPÓTESE

A inoculação de microrganismos probióticos a partir do simbiótico na água melhora o desempenho zootécnico da produção de *Penaeus vannamei* em fase de berçário.

A inoculação de microrganismos probióticos a partir do simbiótico na água reduz a contagem presuntiva de *Vibrio spp.* (TCBS) em amostras da água de cultivo.

4. ARTIGO CIENTÍFICO I

Artigo científico encaminhado à Revista Aquaculture

Probióticos e Simbióticos no Cultivo de *Penaeus vannamei* na fase de Berçário: Efeitos na contagem presuntiva de bactérias, desempenho zootécnico, benefícios econômicos e resistência ao nitrogênio amoniacal

Resumo

Bactérias patogênicas e oportunistas do gênero *Vibrio* comprometem a sobrevivência de camarões marinhos em fase de berçário e engorda. Para mitigar esses impactos, a adoção de boas práticas, como a adição de probióticos e simbióticos, é essencial. Este estudo avaliou os efeitos da adição destes aditivos sobre o desempenho produtivo, a contagem de bactérias heterotróficas e *Vibrio spp.*, os benefícios econômicos e a resistência ao nitrogênio amoniacal em *Penaeus vannamei*. Foram avaliados quatro tratamentos: controle sem probiótico (C), aplicação de cepas probióticas comerciais ativadas com açúcar demerara (P), aplicação de farelo de arroz fermentado com probióticos (S), e aplicação alternada de probióticas comerciais ativadas com açúcar demerara e aplicação de farelo de arroz fermentado com probióticos (SP). As pós-larvas (PLs) ($0,010 \pm 0,001$ g) foram estocadas em tanques experimentais (280 PL/unidade experimental; 5.000 PL/m³) e alimentadas quatro vezes ao dia durante 30 dias. Probióticos (1 g/m³, 10⁹ UFC/g) foram aplicados com açúcar demerara nos tanques ou através da fermentação do farelo de arroz (S) a cada cinco dias. Os tratamentos com probióticos e/ou simbióticos resultaram em maior sobrevivência (> 94%) e resistência ao nitrogênio amoniacal (> 92%) em comparação ao controle (82% e 85%, respectivamente). Além disso, proporcionaram maior concentração de bactérias heterotróficas e benefícios econômicos superiores. No entanto, a contagem total de hemócitos ao final do teste de resistência ao nitrogênio amoniacal não diferiu significativamente entre os tratamentos. O protocolo de aplicação de 1 g de probiótico/m³, a cada cinco dias, promoveu incremento na concentração bacteriana heterotrófica e benefícios econômicos.

Palavras-chave: *Penaeus vannamei*, probiótico, simbiótico, sobrevivência, desempenho, benefícios econômicos.

1. INTRODUÇÃO

Apesar dos avanços recentes no crescimento mundial da produção de camarões marinhos, diversos desafios relacionados a agentes infecciosos ainda comprometem a cadeia produtiva. As bactérias patogênicas e oportunistas do gênero *Vibrio* afetam negativamente a produtividade, reduzindo taxas de sobrevivência, tanto na fase de berçário quanto na fase de engorda, resultando em perdas econômicas substanciais (Bowler et al., 2015). Para combater essas infecções, é crucial a adoção de boas práticas no manejo, bem como a utilização de biotecnologia, incluindo probióticos, prebióticos, e a adoção de novos sistemas de cultivo como o sistema de bioflocos e simbiótico (Amenyogbe et al., 2020; Abdel-Latif et al., 2022; Goh et al., 2022; Khanjani et al., 2024; Noman et al., 2024).

O simbiótico pode ser utilizado em sistemas intensivos e semi-intensivos de produção de camarão e peixes com mínima troca de água. Esse sistema utiliza fertilização orgânica por meio de fermentação anaeróbica e/ou respiração microbiana aeróbica de carbono orgânico com microrganismos probióticos (Romano et al. 2018; Santos 2022a,b). Os prebióticos utilizados, como farelos vegetais como arroz, soja ou trigo, servem como substrato para os probióticos (Mountzouris, 2022). Por outro lado, os probióticos que incluem microrganismos ativos, como bactérias (*Bacillus*, *Bifidobacterium*, *Lactobacillus*) e/ou leveduras (*Saccharomyces cerevisiae*), são administrados em quantidades apropriadas, tornam-se benéficos ao hospedeiro, (Bourdichon et al., 2012; García-Burgos et al., 2020; Kinpe et al., 2021). O uso desses simbióticos proporciona o surgimento de agregados microbianos, que são responsáveis pelo controle da qualidade da água, influenciando diretamente no controle dos compostos nitrogenados e *Vibrios* patogênicos (Andrade et al., 2021; Santos et al., 2022a,b; Pimentel et al., 2022, 2024, a,b,c; Silva et al., 2023; Coutinho et al., 2024). Entretanto, o uso de farelos fermentados (Simbióticos) de forma incorreta pode contribuir no incremento da matéria orgânica do fundo de unidades de produção, especialmente quando os sistemas de aeração não estão distribuídos corretamente por toda a extensão dos viveiros, o que pode levar à produção de substâncias tóxicas, como o gás sulfídrico, causando maior demanda biológica de oxigênio.

Uma outra alternativa de melhorar a produção e a convivência com os patógenos é a utilização do sistema multifásico na criação de camarão, que inclui um estágio intermediário de berçário entre a larvicultura e os viveiros de engorda. Essa fase pode aumentar a produtividade, reduzir o tempo até a despesca e melhorar a gestão da fazenda, uma vez que camarões maiores possuem um sistema imunológico mais desenvolvido (Garza de Yta, 2004; Mishra et al., 2008; Correia et al., 2014; Rodríguez-Olague et al., 2021). Apesar das vantagens,

o sistema de berçário possui alguns desafios, incluindo maior investimento em infraestrutura (custos de construção superiores aos sistemas de viveiros convencionais), custos operacionais elevados e maiores requisitos de mão de obra qualificada (Samocha e Lawrence, 1998). Portanto, estudos que visem avaliar os benefícios produtivos e econômicos do uso de probióticos e simbióticos na fase de berçários são de grande importância, uma vez que a redução nos custos de produção pode contribuir para uma maior sustentabilidade econômica da produção.

Desta forma, com o intuito de impulsionar o progresso da carcinicultura, torna-se essencial empreender pesquisas que almejam o aprimoramento das técnicas de manejo da aplicação de microrganismos probióticos na produção de juvenis de camarões principalmente sobre a qualidade físico-químicas da água, contagem microbiológica presuntiva e benefícios econômicos.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Desenho experimental e sistema de produção

Cinco mil pós-larvas (PL₁₀) de *P. vannamei* com peso médio de $0,003 \pm 0,001$ g foram obtidos em um laboratório comercial (Ocean Vitória, Paraíba, Brasil) e transportados para o Laboratório de Carcinicultura, Departamento de Pesca e Aquicultura, Universidade Federal Rural de Pernambuco, Brasil. As pós-larvas foram aclimatadas em dois tanques de 800L de volume útil L por 10 dias. Em seguida, as pós-larvas, com peso médio de $0,010 \pm 0,001$ g, foram transferidas para os tanques experimentais, com 280 Pl/unidade experimental (5.000 Pl/m^3), e cultivadas durante 30 dias. Os tratamentos foram inteiramente casualizados: Controle (C); Aplicação de cepas probióticas comerciais ativadas com açúcar demerara (P); Aplicação de farelo de arroz (utilizado como substrato para crescimento bacteriano), fermentado com cepas probióticas comerciais - Simbiótico (S) e a aplicação alternada de cepas probióticas comerciais ativadas com açúcar demerara e farelo de arroz fermentado, com cepas probióticas comerciais - Probiótico ativado mais Simbiótico (SP), todos com quatro repetições.

O sistema de produção foi composto por dezesseis tanques com 56 litros de volume operacional cada um. Antes da estocagem dos camarões foi realizado o enchimento com 50 L de água do mar tratada com hipoclorito de sódio na concentração de 40 g m^{-3} de cloro ativo. Em seguida, foram adicionados 6 L de inóculo proveniente de um berçário de camarões

marinhos com as seguintes características físicas-químicas: NAT = 0,06 mg L⁻¹, NO₂⁻-N = 0,03 mg L⁻¹, NO₃⁻-N = 244,5 mg L⁻¹, alcalinidade total = 140 mg CaCO₃ L⁻¹, pH 8,0, sólidos sedimentáveis 4,8 mL L⁻¹, ortofosfato 23,6 mg L⁻¹ e salinidade 24,9 g L⁻¹. As unidades experimentais foram constantemente mantidas com aeração constante utilizando mangueiras porosas de 20 cm mantendo o oxigênio dissolvido superior a 5,0 mg L⁻¹. A temperatura foi mantida em aproximadamente 30°C utilizando aquecedores Hopar Sh-608 heater 100W). O fotoperíodo foi de 12:12 h e luminância média de 8,65 μmol fótons m⁻² (Equitherm Lux-204). Não ocorreu troca de água durante o tempo experimental, sendo que apenas a reposição com água doce desclorada para compensar a perda por evaporação, duas vezes por semana. Para ajustar a alcalinidade total foi adicionado hidróxido de cálcio e magnésio na concentração de 20 g m⁻³ a cada cinco dias.

2.2 Adição do Simbiótico

O simbiótico adicionado foi preparado a partir de uma mistura de farelo de arroz, açúcar demerara, probiótico (*Bacillus subtilis*, *Bacillus licheniformis*, 5 x 10¹⁰ UFC/g, PRO-W, Inve Aquaculture Inc.) e água esterilizada (Tabela 1). Após misturar os insumos, permaneceram na fase anaeróbica por 24 horas e na fase aeróbia por 24 horas.

Tabela 1. Protocolo de preparação e adição de probiótico e simbiótico nos tanques berçários de camarão *Penaeus vannamei*.

Tratamento	Tempo (dias)	Entradas por m ³
Controle	-----	-----
P	1, 5, 10, 15, 20, 25	1g probiótico, 1g açúcar demerara, 1,8L água esterilizada

S	1, 5, 10, 15, 20, 25	10 g de farelo de arroz (< 200 micra), 1g probiótico, 1 g açúcar demerara, 0,5 g <i>Lithothamnium</i> , 1,8L água esterilizada
SP	1, 10, 20 (S)	10 g de farelo de arroz (< 200 micra), 1g probiótico, 1g açúcar demerara, 0,5 g <i>Lithothamnium</i> , 1,8L água esterilizada.
	5, 15, 25 (P)	1g probiótico, 1g açúcar demerara, 1,8L água esterilizada

Controle (C); Aplicação de cepas probióticas comerciais ativadas com açúcar demerara (P); Aplicação de farelo de arroz fermentado com cepas probióticas comerciais - Simbiótico (S) e a aplicação alternada de cepas probióticas comerciais ativadas com açúcar demerara e farelo de arroz fermentado, com cepas probióticas comerciais - Probiótico ativado mais Simbiótico (SP).

2.3 Manejo alimentar

As pós larvas foram alimentadas com ração comercial de granulometria de 0,3 a 0,6 mm (50% proteína bruta e 10% de lipídios; Inve Aquaculture Inc.) entre o dia 1 e o dia 15 do tempo experimental. Entre o dia 12 e o dia 30, as pós larvas foram alimentadas com ração comercial de granulometria de 0,5 – 0,8 mm (45% proteína bruta e 9,5% de lipídios; ADM Animal Nutrition Company). A alimentação foi oferecida quatro vezes ao dia (8h, 11h, 14h, 16h). Inicialmente foi aplicada uma taxa diária de alimentação de 35% do peso corporal, que foi gradualmente reduzida para 10% (Van Wyk 1999). A taxa de alimentação foi ajustada diariamente com base no consumo estimado de ração para camarões e da taxa de mortalidade.

2.4 Qualidade da água

A qualidade da água foi monitorada duas vezes ao dia, às 8h e às 16h, com medições de oxigênio dissolvido e temperatura (AT-160, AlfaKit, Brasil). A salinidade (AZ86031), o pH (Aksoo AK90, Brasil) e os sólidos sedimentáveis (SS) (Avnimelech 2012) foram monitorados a cada cinco dias. O nitrogênio da amônia total - NAT (APHA 2012), nitrogênio-nitrito- - NO₂-

N (APHA 2012), nitrogênio nitrato - NO₃-N (APHA 2012), ortofosfato - PO₄⁻³ (APHA 2012) e alcalinidade total - AT (APHA 2012) foram monitorados a cada 10 dias. Todas as amostras de água foram filtradas através de um filtro de papel de 45 µm antes da análise.

2.5 Análises bacteriológicas

As análises bacteriológicas da água foram realizadas para a quantificação de unidades formadoras de colônias (UFC) de bactérias heterotróficas totais e *Vibrio* spp. Amostras de água de cada tratamento foram coletadas no início e ao final de 30 dias, utilizando tubos estéreis, e 500 µL foram diluídos em 4,5 mL de água peptonada tamponada (pH 7,0) (Silva et al., 2019). Após essa diluição, as amostras foram homogeneizadas, diluídas (10⁻² a 10⁻⁵) e inoculadas em triplicata (APHA, 2012). A contagem de cada grupo de microrganismos foi estimada pela contagem padrão em placas. Para as bactérias heterotróficas totais, utilizou-se Ágar de contagem de placas - PCA (contagem bacteriana padrão - SBC) e *Vibrio* spp., Ágar Tiosulfato, Citrato, BÍlis e Sacarose (TCBS) (Silva et al. 2019).

2.6 Desempenho zootécnico

Os dados de desempenho zootécnicos utilizados para avaliar o crescimento dos camarões ao final de 30 dias foram calculados com todos os camarões sobreviventes, como descrito abaixo.

- Ganho de biomassa (g) = biomassa final (g) - biomassa inicial (g);
- Peso final (g) = biomassa final (g)/número de indivíduos ao final de 30 dias;
- FCA = ração fornecida/ganho de biomassa;
- Sobrevivência (%) = (número de indivíduos no final do período de avaliação/número inicial de indivíduos) × 100;
- TCE (% dia⁻¹) = 100 x ((ln peso final – ln peso inicial) / 30)
- Produtividade (kg m⁻³) = biomassa final (kg)/volume de unidade experimental (m³)

2.7 Análise econômica

Os custos dos insumos e o desempenho do camarão (peso final, produtividade e conversão alimentar), foram extrapolados para um tanque de 100m³, com o objetivo de avaliar

os benefícios econômicos. Os custos dos insumos foram estimados da seguinte forma para os cálculos: USD 72,02 probiótico/kg; USD 0,58 simbiótico/kg; USD 14,90 /kg ração de berçário e USD 2,31 para 1.000 pós-larvas. Os benefícios econômicos na produção de *P. vannamei* foram calculados utilizando uma abordagem baseada conforme descrito por Phillips & Phillips (2019).

$$\text{USD}/500.000 \text{ juvenis produzidos} = (\text{números de PL estocadas} \times \text{sobrevivência} \times \text{peso final} \times \text{FCA} \times 0,001) \times \text{preço da ração} + (\text{custo para 500.000 pós-larvas}) + \text{custo da aplicação do probiótico e /ou custo da aplicação do simbiótico}/\text{sobrevivência (eq 1)}.$$

A análise das diferenças relativas entre os custos de produção foi realizada utilizando a fórmula descrita por Triola (2020):

$$\text{Diferença Relativa (\%)} = (\text{custo do tratamento controle} - \text{custo dos tratamentos com aplicação de probiótico e/ou simbiótico}) / \text{custo do tratamento controle} \times 100 \text{ (eq 2)}.$$

Essa fórmula foi aplicada para comparar os tratamentos (P, S e SP) em relação ao controle, permitindo calcular as reduções percentuais nos custos de produção.

2.8 Teste de estresse com amônia

Ao final dos 30 dias de berçário, 200 camarões ($n = 50$ por repetição) foram aleatoriamente coletados de cada tratamento experimental e submetidos a um teste de estresse para amônia (N-NH₃) na água (Oliveira et al. 2022; Pimentel et al. 2022). Em cada unidade experimental continha 10L de água (salinidade $21,80 \pm 0,50 \text{ g L}^{-1}$, temperatura da água $27,9 \pm 0,65 \text{ }^\circ\text{C}$ e pH $7,9 \pm 0,4$). A concentração de N-NH₃ foi alcançada aplicando uma solução estoque de 10 g L^{-1} de NH₄Cl (PA) (Tabela 2). O teste de estresse foi realizado por 96 horas e a sobrevivência foi avaliada diariamente até às 96 horas. A hemolinfa (oito camarões por tratamento) foi coletada para análise de sangue antes e depois do teste de estresse, seguindo o protocolo descrito por Guertler et al. (2013). A contagem total de hemócitos (THC) foi realizada utilizando 100 μL de hemolinfa com anticoagulante, uma gota desta suspensão foi adicionada a uma câmara de Neubauer para contagem celular.

Tabela 2. Concentração de nitrogênio amoniacal total (N-NH₃) nas unidades experimentais para o teste de estresse com amônia.

Tempo	N-NH ₃ (mg L ⁻¹)
Inicial	1,37 ± 0,37
24 hrs	2,25 ± 0,79
48 hrs	2,95 ± 0,37
72 hrs	2,07 ± 0,90
96 hrs	1,15 ± 0,28

Os dados correspondem à média para cada tratamento (n = 4) ± desvio padrão. A concentração de NH₃-N foi alcançada aplicando uma solução estoque de 10 g L⁻¹ de NH₄Cl (PA) (Cloreto de Amônio).

2.9 Análises Estatísticas

As análises estatísticas foram realizadas utilizando o software BioEstat 5.0. Os dados foram avaliados quanto à homogeneidade das variâncias pelo teste de Lilliefors ($p < 0,05$) e à normalidade utilizando o teste de Shapiro-Wilk ($p < 0,05$). Para dados normalmente distribuídos e homogêneos, ANOVA paramétrica unidirecional (desempenho zootécnico de camarão e sobrevivência ao teste de estresse de amônia) e ANOVA de medidas repetidas (oxigênio dissolvido, temperatura, salinidade, pH, nitrogênio do nitrito, nitrogênio do nitrato, sólidos sedimentáveis) foram utilizadas, seguidas pelo teste de Tukey ($p < 0,05$). Os dados não paramétricos de qualidade de água foram analisados pelo teste de Friedman (alcalinidade, nitrogênio da amônia total, ortofosfato) ($p < 0,05$) seguidas pelo teste de comparações múltiplas de Conover com correção de Holm-Bonferroni. As contagens de hemócitos, PCA e TCBS foram analisadas utilizando o teste não paramétrico de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$), seguido do teste post-hoc de Student-Newman-Keuls, quando observado diferenças significativas.

3. RESULTADOS

3.1 Qualidade de água

As variáveis oxigênio dissolvido, temperatura, salinidade, pH, alcalinidade total, ortofosfato e SS não apresentaram diferenças significativas ($p > 0,05$) entre os tratamentos ao longo dos 30 dias do experimento (Tabela 3). Da mesma forma, não foram observadas diferenças significativas nas concentrações dos compostos nitrogenados com valores de nitrogênio da amônia total (NAT) variando de 0,57 a 0,77 mg/L, nitrogênio do nitrito (N-NO₂) de 0,05 a 0,07 mg/L.

3.2 Análises bacteriológicas

A contagem presuntiva de bactérias heterotróficas apresentou diferença significativa entre os tratamentos ao final de 30 dias de cultivo. A tratamentos P, SP e S apresentaram concentrações significativamente maiores de bactérias heterotróficas em relação ao tratamento controle. Entretanto, a contagem presuntiva de *Vibrios*, não apresentou diferenças significativas entre os tratamentos (Tabela 4).

Tabela 3. Variáveis de qualidade de água do berçário de *P. vannamei* com a aplicação de probióticos e/ou simbióticos.

Variáveis	C	P	SP	S	P valor
Oxigênio (mg/L)	6,41 ± 0,19	6,44 ± 0,14	6,34 ± 0,18	6,30 ± 0,14	0,9018
Temperatura (°C)	29,87 ± 0,51	29,90 ± 0,40	29,83 ± 0,60	29,67 ± 0,70	0,9568
Salinidade (g/L)	23,54 ± 1,80	23,89 ± 1,40	24,05 ± 1,62	23,67 ± 1,37	0,9664
pH	7,41 ± 0,86	7,47 ± 0,85	7,42 ± 0,88	7,45 ± 0,90	0,9995
NAT (mg/L)	0,77 ± 0,84	0,64 ± 0,79	0,73 ± 0,86	0,57 ± 0,69	0,4089
N-Nitrito (mg/L)	0,05 ± 0,03	0,05 ± 0,03	0,05 ± 0,02	0,07 ± 0,04	0,3881
N-Nitrato (mg/L)	378,42 ± 288,03	372,11 ± 210,11	466,81 ± 275,57	453,89 ± 313,53	0,7406
Ortofosfato (mg/L)	37,47 ± 9,41	37,73 ± 6,77	40,51 ± 9,27	37,82 ± 7,12	0,3618
Alcalinidade (mg/L)	76,23 ± 24,96	71,54 ± 21,83	77,69 ± 24,80	74,00 ± 22,92	0,8087
SS (mL/L)	10,44 ± 4,40	8,42 ± 4,24	10,12 ± 4,69	8,71 ± 4,32	0,6055

Os dados correspondem à média ± desvio padrão. Os valores médios na mesma linha com sobrescritos diferentes diferem significativamente.

Tabela 4. Contagem presuntiva da água ao final de 30 dias de cultivo de *P. vannamei* na fase de berçário com aplicação de probiótico e simbiótico.

Tratamentos	PCA	TCBS	Sacarose positiva	Sacarose negativa
	Log 10	Log 10	(%)	(%)
Controle	5,23 ± 0,46 ^b	5,03 ± 0,58	57,18 ± 34,86	42,82 ± 34,86
P	6,06 ± 0,52 ^a	5,29 ± 0,30	55,18 ± 41,25	44,82 ± 41,25
SP	5,74 ± 0,29 ^{ab}	5,31 ± 0,49	66,63 ± 30,79	33,37 ± 30,79
S	5,91 ± 0,35 ^a	5,53 ± 0,41	72,73 ± 34,88	27,27 ± 34,88
P valor	0,0004	0,243	0,633	0,648

Os dados são expressos como média ± desvio padrão. Os valores médios na mesma coluna com sobrescritos diferentes diferem significativamente.

3.3 Desempenho zootécnico

A adição de cepas probióticas de *Bacillus* com e sem fermentação melhorou significativamente a sobrevivência dos camarões ao final dos 30 dias de cultivo. No entanto,

não foram observadas diferenças significativas nas demais variáveis de desempenho zootécnico, como peso final, TCE, FCA e produtividade.

Tabela 5. Desempenho de *P. vannamei* na fase de berçário com a aplicação de probióticos e/ou Simbióticos.

Variáveis	Tratamentos				P Valor
	C	P	SP	S	
Peso final (g)	0,57±0,06 ^a	0,52±0,04 ^a	0,52±0,04 ^a	0,52±0,05 ^a	0,419
Sobrevivência (%)	82,57±2,81 ^b	94,47±5,50 ^a	97,12±4,05 ^a	98,22±3,55 ^a	0,001
FCA	1,26±0,11 ^a	1,22±0,09 ^a	1,19±0,05 ^a	1,17±0,07 ^a	0,525
TCE (% dia ⁻¹)	13,46±0,35 ^a	13,16±0,27 ^a	13,15±0,31 ^a	13,15±0,33 ^a	0,534
Produtividade (kg m ⁻³)	2,38±0,20 ^a	2,45±0,014 ^a	2,50±0,11 ^a	2,54±0,17 ^a	0,506

Os dados são expressos como média (n=4) ± desvio padrão. Os valores médios na mesma linha com sobrescritos diferentes diferem significativamente.

3.4 Benefícios econômicos

Os benefícios econômicos observados com o uso de probiótico e simbiótico para estimativa de um berçário de 100m³, comparados ao tratamento controle variaram entre USD 700 a USD 978, com uma diferença relativa entre 10 a 14% (Tabela 6).

3.5 Teste de estresse com amônia

A sobrevivência dos camarões ao final de 96 horas de exposição à amônia diferiu entre os tratamentos, com valores significativamente menores no tratamento controle (C) (Tabela 7).

Tabela 6. Custo e Benefícios econômicos da utilização de probiótico e simbiótico para produzir 500.000 juvenis no berçário de *Penaeus vannamei*

Tratamentos	CR USD	CP USD	CS USD	CPL USD	CT %	Sobrevivência %	DCP USD	DR %
Controle	4.473,29	-	-	1.076,16	6.638,10	82,57 ± 2,81 ^b	-	-
P	4.490,17	43,21	-	1.076,16	5.937,90	94,47 ± 5,50 ^a	700,20	10,55
SP	4.375,90	43,21	1,74	1.076,16	5.660,06	97,12 ± 4,05 ^a	978,04	14,73
S	4.531,89	43,21	3,48	1.076,16	5.757,22	98,22 ± 3,55 ^a	880,88	13,27

CR - custo com ração = Ganho de biomassa x FCA x custo do kg da ração; CP - custo com probiótico = 1g/m³ x 100 m³ x 6 aplicações x custo do kg do probiótico; CS - custo com simbiótico = 10g/m³ x 100 m³ x 6 aplicações x custo do kg do simbiótico; CPL = custo com pós larvas – 5.000 PL/m³ x volume do tanque 100m³ x preço das pós larvas; CT - custo total = (CR+CP+CS+CPL) / sobrevivência; Sobrevivência (%) = (número de indivíduos no final do período de avaliação/número inicial de indivíduos) × 100; DCP – diferença de custo de produção = controle – tratamentos; DR – diferença relativa (%) em relação ao tratamento controle.

Tabela 7. Sobrevivência de *P. vannamei* em berçários com aplicação de probiótico e simbiótico ao longo das 96 h do teste de estresse de nitrogênio amoniacal.

Tratamentos	Sobrevivência (%)
C	85,0 ± 2,58 ^b
P	96,5 ± 3,41 ^a
SP	92,5 ± 4,72 ^a
S	92,5 ± 1,00 ^a
P valor	0,002

Os dados são expressos como média (n = 4) ± desvio padrão. Os valores médios na mesma coluna com sobrescritos diferentes diferem significativamente.

A contagem de hemócitos totais não apresentou diferenças significativas entre os tratamentos (p > 0,05) tanto ao início quanto após o desafio com amônia (Tabela 8). Um aumento nas contagens de hemócitos entre o início e o fim do período de avaliação foi observado em todos os tratamentos.

Tabela 8. Contagem de hemócitos totais da hemolinfa de juvenis de *P. vannamei* antes e após o desafio com amônia.

CTH	Tratamentos				Valor P
	C	P	SP	S	
Antes do desafio	34,07±8,52	24,73±4,45	35,92±12,03	51,67±9,21	0,062
Após o desafio	76,1±26,73	71,25±51,64	77,17±13,77	89,75±8,29	0,659

Os dados são expressos como média (8 camarões) ± desvio padrão. Os valores médios na mesma linha diferem significativamente.

4. DISCUSSÃO

Os resultados obtidos neste estudo demonstraram que diferentes estratégias de aplicação de probiótico e/ou simbióticos incrementaram as contagens presuntivas de bactérias heterotróficas, maior sobrevivência ao final da fase de berçários, melhores benefícios econômicos e maior sobrevivência ao teste de estresse de amônia quando comparado ao tratamento controle.

As variáveis da qualidade de água, como o oxigênio dissolvido, temperatura, pH e salinidade, permaneceram dentro dos valores recomendados para o cultivo do *P. vannamei* (Van Wyk e Scarpa, 1999). Em relação ao controle dos compostos nitrogenados (NAT e N-NO₂), observou-se que a aplicação inicial de 10% de inóculo simbiótico demonstrou ser suficiente para manter os níveis adequados para o cultivo. A amônia e nitrito em concentrações elevadas tem efeitos na redução do crescimento e sobrevivência, interferência na frequência de ecdise, além de comprometer processos fisiológicos importantes, como osmorregulação e a excreção de amônia pelos camarões (Lin e Chen, 2001; Gross et al., 2004; Pimentel et al., 2024a). Resultados semelhantes foram relatados em estudos que também utilizaram a inoculação inicial de 10% de inóculo, obtendo um efeito positivo no controle de compostos nitrogenados (Oliveira et al., 2022; Pimentel et al., 2022, 2024a). Essa estratégia pode contribuir para a formação de comunidades bacterianas benéficas logo no início do cultivo, favorecendo o desempenho zootécnico dos animais.

Os elevados valores de nitrato observados em relação aos demais compostos nitrogenados, e a redução progressiva da alcalinidade total ao longo do cultivo, evidencia o processo de nitrificação intenso em todos os tratamentos. Isso reflete a atividade das bactérias autotróficas, estabelecidas pelo inóculo inicial, que contribuiu para a rápida conversão de amônia em nitrato (Pimentel et al., 2024c). A aplicação de 20 g/m³ de hidróxido de cálcio e magnésio a cada cinco dias não foi suficiente para manter a alcalinidade e o pH estáveis durante os trinta dias de

cultivo. Este resultado diverge de estudos anteriores em berçários de camarões marinhos utilizando a tecnologia de bioflocos (Abreu et al., 2019) e simbióticos (Coutinho et al., 2024), com a aplicação de hidróxido de cálcio. Esta diferença pode estar correlacionada com a alta concentração de nitrato advindo do inóculo inicial neste estudo. As concentrações de sólidos sedimentáveis e ortofosfato incrementaram durante o ciclo de cultivo em todos os tratamentos e são semelhantes aos outros estudos com berçários intensivos de camarões marinhos com mínima troca de água, tanto em bioflocos (Abreu et al., 2019) como simbióticos (Oliveira et al., 2024).

A aplicação de 1g/m^3 de probiótico a base de *Bacillus* (10^9 ufc/g), realizada a cada cinco dias durante a fase de berçário, não alterou a qualidade da água. Entretanto, foram suficientes para incrementar as concentrações de bactérias totais. Essa comunidade microbiana heterotrófica na água pode ter contribuído para uma microbiota intestinal mais saudável e equilibrada, resultando em maior sobrevivência tanto na fase berçário quanto no teste de resistência com amônia. Segundo Zeng et al. (2020) em sistemas simbióticos como o aquamimicry, a diversidade microbiana da água e do sedimento com base em perfis de sequenciamento 16S rRNA, são semelhantes a microbiota intestinal do camarão. Coutinho et al (2024) utilizando probióticos (*Bacillus*, *Lactobacillus* e *Saccharomyces cerevisiae* – 10^8 ufc/g) na água para diferentes densidades de estocagem de pós larvas de *P. vannamei* (2000, 4000 e 6000 PL/m^3), também observaram aumento das concentrações de bactérias heterotróficas na água.

As bactérias heterotróficas, como as do gênero *Bacillus*, produzem substâncias antimicrobianas, como bacteriocinas e ácidos graxos de cadeia curta (SCFAs) que contribuem para inibição do crescimento de microrganismos patogênicos, melhoram a resposta imune, ajudando no metabolismo de fibras e carboidratos. (Bourdichon et al., 2012; Llario et al., 2019; García-Burgos et al., 2020; Kinpe et al., 2021). Esses efeitos combinados, provavelmente contribuíram para melhores resultados de sobrevivência dos camarões durante a fase de berçário e o teste de resistências com amônia.

Os *Vibrios* são um dos principais grupos bacterianos patogênicos na produção de camarões marinhos e tem relação direta com a qualidade do ambiente. Essas bactérias podem ocasionar altas taxas de mortalidade, redução do crescimento, e, conseqüentemente, prejuízos econômicos significativos (Huynh et al., 2023). A intensificação do cultivo, caracterizado pelas altas densidades de estocagem, acúmulo de matéria orgânica e aumento dos sólidos sedimentáveis e

dos níveis de compostos nitrogenados, como a amônia, favorece o aumento nas concentrações de *Vibrios* (Cohen et al., 2005; Samocha et al., 2007).

De forma semelhante a esse estudo, Trung and Hang (2024) observaram que o uso das cepas *Bacillus velezensis* MT50 e *Bacillus amyloliquefaciens* MT51, na concentração de 10^6 UFC/mL, foi bastante eficaz na redução da presença de *Vibrio spp.* na água de cultivo. A densidade bacteriana caiu de 10^4 UFC/mL no grupo controle para 10^2 UFC/mL com a cepa MT50 e até 10^1 UFC/mL com a MT51. Isso refletiu diretamente na saúde dos camarões, com taxas de sobrevivência mais altas e melhor desempenho zootécnico, reforçando o potencial dessas cepas como aliadas importantes em sistemas de cultivo intensivo. Estudos com aplicação de probiótico (Paiva-Maia et al., 2013) e simbiótico (Andrade et al., 2021; Coutinho et al., 2024), também demonstram menores concentrações de *Vibrios* em relação às bactérias heterotróficas. Além disso, observou-se uma tendência de incremento no percentual de sacarose positiva nos tratamentos SP e S em relação ao tratamento probiótico (P), indicando que o processo de fermentação de farelo de arroz contribui para reduzir a proporção de *Vibrios* sacarose negativa.

A maior taxa de sobrevivência durante a fase de berçário nos tratamentos com probiótico e/ou simbiótico pode ser um reflexo do aumento da contagem de bactérias heterotróficas, proporcionando uma resposta imunológica mais eficiente nesses tratamentos, e contribuindo para melhores benefícios econômicos. A tendência de incremento observada com o uso do simbiótico na fase de berçário, provavelmente está atrelado a disponibilidade de substratos e nutrientes disponibilizados pelo farelo de arroz fermentado, que contribuem para o crescimento das bactérias heterotróficas. Esse estímulo bacteriano pode contribuir para promover maior estabilidade na microbiota da água e, provavelmente, da microbiota intestinal dos camarões, promovendo uma resposta imunológica mais eficiente ao estresse das altas densidades de estocagem e pela alta carga orgânica característica dos berçários intensivos. Entretanto, são necessários estudos para definir o perfil dos microrganismos pelo sequenciamento 16S rRNA, para elucidar o papel do farelo de arroz (em condições anaeróbias e aeróbias) como substrato para o crescimento dessas bactérias. Estudos com berçários de camarões nas mesmas condições do presente estudo (Andrade et al., 2021; Lima et al., 2021; Oliveira et al., 2022) apresentaram resultados semelhantes de produtividade, sobrevivência e FCA.

Os benefícios econômicos observados nos tratamentos P, SP e S em relação ao controle estão relacionados a uma maior sobrevivência e um menor FCA. Esses fatores, quando combinados, podem gerar um aumento na produtividade e eficiência dos custos de produção

no berçário, o que traduz diretamente em benefícios econômicos. Essa redução dos custos de produção (USD 700 a USD 978) para a produção de 500.000 juvenis em um berçário de 100 m³ ao usar probiótico e simbiótico em comparação ao tratamento controle, são bastante promissores e sugerem que a aplicação de probiótico e/ou simbiótico a cada cinco dias, contribui para melhor eficiência econômica na fase de berçários.

No teste de resistência à amônia, os camarões do tratamento controle demonstraram uma menor taxa de sobrevivência. A amônia é uma substância tóxica para muitos organismos aquáticos (Romano e Zeng, 2012), e avaliar a sobrevivência dos camarões a esse composto, pode contribuir para determinar a resistência dos camarões ao manejo de transferência entre a fase de berçário e o viveiro de engorda. Maiores sobrevivências nos tratamentos com aplicação de simbiótico e probiótico (P, SP e S) podem ser atribuídas pela capacidade do *Bacillus* de promover o fortalecimento da barreira intestinal e a modulação da resposta imune dos camarões (Kuebutornye et al., 2019). Monier et al. (2023) demonstraram que a aplicação de probióticos contendo *Bacillus subtilis* e *Bacillus licheniformis* diretamente na água, nas concentrações de 0,02 a 0,03 g/m³ (5×10^5 UFC/g) promoveu um aumento significativo na contagem total de hemócitos (CTH) em *P. vannamei*, passando de $2,48 \times 10^7$ cél/mL no grupo controle para $3,55 \times 10^7$ cél/mL nos tratamentos com probiótico, representando um incremento de aproximadamente 43% ao longo de 56 dias de cultivo. No presente estudo, apesar do efeito positivo na sobrevivência durante o teste de estresse com amônia, o CTH não apresentou diferença significativa entre os tratamentos. A ausência de uma resposta imune mensurável pelo CTH pode estar relacionada ao tempo de exposição relativamente curto de apenas 30 dias, possivelmente efeitos imunomoduladores mais evidentes só se manifestem em períodos mais longos de exposição. A estimulação do sistema imune dessa espécie ocorre em função de fatores como, infecções e estresse ambiental, promovendo a produção e liberação de hemócitos na hemolinfa. Esse processo inclui a mobilização de hemócitos dos tecidos para a circulação hemolinfática, resultando em elevações transitórias (CTH) (LI et al., 2013). Assim, esse mecanismo fisiológico pode justificar os padrões observados nos tratamentos avaliados.

5. Conclusão

Neste estudo, a sobrevivência ao final da fase de berçário e ao teste de resistência com amônia foram significativamente melhorados nos tratamentos com a aplicação de *Bacillus*. A aplicação de 1g/m³ (10^9 ufc/g) a cada cinco dias incrementou a concentração de bactérias

heterotróficas (PCA) e proporcionam benefícios econômicos (incremento de receita e percentual de diferença relativa) em relação ao tratamento controle. Entretanto, os maiores benefícios econômicos foram observados com a aplicação do simbiótico. Portanto, mais estudos são necessários para inserir outras ferramentas de análise da microbiota para melhor compreender as estratégias de aplicação de simbióticos e probióticos nos berçários de camarões marinhos.

6. Referências

- ABDEL-LATIF, H. M. R.; YILMAZ, E.; DAWOOD, M. A. O.; RINGØ, E.; AHMADIFAR, E.; YILMAZ, S.** Shrimp vibriosis and possible control measures using probiotics, postbiotics, prebiotics, and synbiotics: A review. *Aquaculture*, v. 551, p. 737951, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2022.737951>.
- ABREU, J. L.; BRITO, L. O.; LIMA, P. C. M.; SILVA, S. M. B. C.; SEVERI, W.; GÁLVEZ, A. O.** Effects of addition of *Navicula* sp. (diatom) in different densities to postlarvae of shrimp *Litopenaeus vannamei* reared in a BFT system: Growth, survival, productivity and fatty acid profile. *Aquaculture Research*, v. 50, p. 2231-2239, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/are.14104>.
- AMENYOGBE, E.; CHEN, G.; WANG, Z.; HUANG, J.; HUANG, B.; LI, H.** The exploitation of probiotics, prebiotics, and synbiotics in aquaculture: present study, limitations, and future directions: a review. *Aquaculture International*, v. 28, p. 1017-1041, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10499-020-00509-0>.
- ANDRADE, R. J. V.; DOS SANTOS, E. P.; COSTA, G. K. A.; CAMPOS, C. V. F. S.; DA SILVA, S. M. B. C.; GÁLVEZ, A. O.; BRITO, L. O.** Effect of different frequencies of the addition of *Brachionus plicatilis* on the performance of *Litopenaeus vannamei* in a nursery biofloc system with rice bran (anaerobic and aerobic) as an organic carbon source. *Aquaculture*, v. 540, p. 736669, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736669>.
- APHA.** *Standard methods for the examination of water and wastewater*. 22. ed. Washington, D.C.: American Public Health Association, 2012.
- AVNIMELECH, Y.** *Biofloc technology: a practical guide book*. 2. ed. Baton Rouge: The World Aquaculture Society, 2012.

BOURDICHON, F.; CASAREGOLA, S.; FARROKH, C.; FRISVAD, J. C.; GERDS, M. L.; HAMMES, W. P.; HARNETT, J.; HUYS, G.; LAULUND, S.; OUWEHAND, A.; POWELL, I. B.; PRAJAPATI, J. B.; SETO, Y.; SCHURE, E. T.; VAN BOVEN, A.; VANKERCKHOVEN, V.; ZGODA, A.; TUIJTELAARS, S.; HANSEN, E. B. Food fermentations: microorganisms with technological beneficial use. *International Journal of Food Microbiology*, v. 154, p. 87-97, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2011.12.030>.

BOWLER, B.; LIMSUWAN, C.; CHUCHIRD, N.; ESPINOZA, C.; ROJAS, P. Use of functional diets improves survival of *Vibrio*-infected shrimp. *Global Aquaculture Alliance*, p. 26-27, 2015.

COHEN, J. M.; SAMOCHA, T. M.; FOX, J. M.; GANDY, R. L.; LAWRENCE, A. L. Characterization of water quality factors during intensive raceway production of juvenile *Litopenaeus vannamei* using limited discharge and biosecure management tools. *Aquacultural Engineering*, v. 32, p. 425–442, 2005.

CORREIA, E. S.; WILKENFELD, J. S.; MORRIS, T. C.; WEI, L.; PRANGNELL, D. I.; SAMOCHA, T. M. Intensive nursery production of the Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* using two commercial feeds with high and low protein content in a biofloc-dominated system. *Aquacultural Engineering*, v. 59, p. 48-54, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2014.02.002>.

COUTINHO, A. G.; VIANA, J. T.; ANGELIM, A. L.; PEREIRA, A. M. L.; MENEZES, F. G. R.; GÁLVEZ, A. O.; BRITO, L. O.; CAVALCANTE, D. H.; FEIJÓ, R. G. Evaluation of the stocking density of postlarvae of *Penaeus vannamei* in synbiotic nursery system. *Aquaculture International*, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10499-024-01595-0>.

GARCÍA-BURGOS, M.; MORENO-FERNÁNDEZ, J.; ALFÉREZ, M. J. M.; DÍAZ-CASTRO, J.; LÓPEZ-ALIAGA, I. New perspectives in fermented dairy products and their health relevance. *Journal of Functional Foods*, v. 72, p. 104059, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.jff.2020.104059>

GARZA DE YTA, A.; ROUSE, D. B.; DAVIS, D. A. Influence of nursery period on the growth and survival of *Litopenaeus vannamei* under pond production conditions. *Journal of the World Aquaculture Society*, v. 35, n. 3, 2004.

GOH, J. X. H.; TAN, T.-H. L.; LAW, W.-F. J.; SER, H.-L.; KHAW, K.-Y.; LETCHUMANAN, V.; LEE, L.-H.; GOH, B.-H. Harnessing the potentialities of probiotics,

prebiotics, synbiotics, paraprobiotics, and postbiotics for shrimp farming. *Reviews in Aquaculture*, v. 14, p. 1478–1557, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/raq.12659>.

GROSS, A.; ABUTBUL, S.; ZILBERG, D. Acute and chronic effects of nitrite on white shrimp *Litopenaeus vannamei* cultured in low salinity brackish water. *Journal of the World Aquaculture Society*, v. 35, p. 315–321, 2004. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/j.1749-7345.2004.tb00095.x>.

GUERTLER, C.; SANTOS, F.; PEREIRA, A.; SILVA, M. Hemograma e sobrevivência de camarões marinhos após silenciamento do WSSV por RNA de interferência. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v. 48, p. 983-990, 2013. DOI: <https://doi.org/10.1590/S0100-204X2013000800025>.

HUYNH, T. B.; MAI-HOANG, T.-D.; BUI-NGUYEN, T.-A.; HA, T. T. P.; PHAN, M.-D.; TRAN-VAN, H. Characteristics and diversity of *Vibrio parahaemolyticus* causing acute hepatopancreatic necrosis disease in Vietnam. *Aquaculture and Fisheries*, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aaf.2023.10.004>.

KHANJANI, M. H.; BRITO, L. O.; FÓES, G. K.; VIEIRA, F. N.; POLI, M. A.; SANTOS, M.; EMERENCIANO, M. G. C. Synbiotics and aquamimicry as alternative microbial-based approaches in intensive shrimp farming and biofloc: novel disruptive techniques or complementary management tools? A scientific-based overview. *Aquaculture*, v. 567, p. 738273, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2023.739273>.

KNIPE, H.; TEMPERTON, B.; LANGE, A.; BASS, D.; TYLER, C. R. Probiotics and competitive exclusion of pathogens in shrimp aquaculture. *Reviews in Aquaculture*, v. 13, p. 324-352, 2021. <https://doi.org/10.1111/raq.12477>.

KUEBUTORNYE, F.K.A; ABARIKE, E.D.; LU, Y. A review on the application of Bacillus a probiotic in Aquaculture. *Fish Shellfish Immunology*. v. 87, p. 820-828. 2019. <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2019.02.010>

LIMA, P. C. M.; DA SILVA, A. E. M.; DA SILVA, D. A.; DA SILVA, S. M. B. C.; BRITO, L. O.; GÁLVEZ, A. O. Effect of stocking density of *Crassostrea* sp. in a multitrophic biofloc system with *Litopenaeus vannamei* in nursery. *Aquaculture*, v. 530, p. 735913, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2020.735913>.

LIN, Y. C.; CHEN, J. C. Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels. *Aquaculture*, v. 224, p. 193-201, 2003.

LI, B.; XIAN, J.; GUO, H.; WANG, A.; MIAO, Y.; YE, J.; YE, C.; LIAO, S. Effect of temperature decrease on hemocyte apoptosis of the white shrimp *Litopenaeus vannamei*.

Aquaculture International, v. 22, p. 761–774, 2013. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10499-013-9704-z>.

LLARIO, F.; FALCO, S.; SEBASTIÁ-FRASQUET, M. T.; ESCRIVÁ, J.; RODILLA, M.; POERSCH, L. H. The role of *Bacillus amyloliquefaciens* on *Litopenaeus vannamei* during the maturation of a biofloc system. *Journal of Marine Science and Engineering*, v. 7, n. 7, p. 228, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/jmse7070228>

MISHRA, J. K.; SAMOCHA, T. M.; PATNAIK, S.; SPEED, M.; GANDY, R. L.; ALI, A. Performance of an intensive nursery system for the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, under limited discharge condition. *Aquacultural Engineering*, v. 38, p. 2-15, 2008.

MONIER, M. N.; KABARY, H.; ELFEKY, A.; SAADONY, S.; ABD EL-HAMED, N. N. B.; EISSA, M. E. H.; EISSA, E.-S. H. The effects of *Bacillus* species probiotics (*Bacillus subtilis* and *B. licheniformis*) on the water quality, immune responses, and resistance of *Litopenaeus vannamei* against *Fusarium solani* infection. *Aquaculture International*, v. 31, p. 3437–3455, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10499-023-01136-1>.

MOUNTZOURIS, K. C. Prebiotics: Types. In: CLARE, E. N. (Ed.). *Encyclopedia of dairy sciences*. 3. ed. Academic Press, 2022. p. 352–358.

NOMAN, M.; KAZMI, S. S. U. H.; SAQIB, H. S. A.; FIAZ, U.; PASTORINO, P.; BARCELÓ, D.; TAYYAB, M.; LIU, W.; WANG, Z.; YASEEN, Z. M. Harnessing probiotics and prebiotics as an eco-friendly solution for cleaner shrimp aquaculture production: a state-of-the-art scientific consensus. *Science of the Total Environment*, v. 915, p. 169921, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.169921>.

OLIVEIRA, V. Q.; PIMENTEL, O. A. L. F.; DO REGO OLIVEIRA, C. R.; DOS SANTOS, E. P.; PEREIRA, A. M. L.; GALVEZ, A. O.; BRITO, L. O. Effect of ionic adjustment frequency in low-salinity water on zootechnical performance, water quality and mineral composition of *Litopenaeus vannamei* in a synbiotic nursery system. *Aquaculture*, v. 561, p. 738632, 2022. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2022.738632>.

PAIVA-MAIA, E.; ALVES-MODESTO, G.; BRITO, L. O.; OLIVERA, A.; VASCONCELOS-GESTEIRA, T. C. Effect of a commercial probiotic on bacterial and phytoplankton concentration in intensive shrimp farming (*Litopenaeus vannamei*) recirculation systems. *Latin American Journal of Aquatic Research*, v. 41, n. 1, p. 126-137, 2013. DOI: <https://doi.org/103856/vol41-issue1-fulltext-10>.

PHILLIPS, P. P.; PHILLIPS, J. J. *ROI basics*. 2. ed. Alexandria: ATD Press, 2019.

PIMENTEL, O. A. L. F.; DE OLIVEIRA, V. Q.; OLIVEIRA, C. R. R.; SEVERI, W.; GÁLVEZ, A. O.; AMADO, A. M.; BRITO, L. O. Assessment of different ionic adjustment strategies in low-salinity water on the growth of *Litopenaeus vannamei* and microbial community stoichiometry in a synbiotic nursery system. *Aquaculture Research*, v. 53, p. 50–62, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/are.15552>.

PIMENTEL, O. A. L. F.; WASIELESKY, W.; SILVA, N. P.; BORGES, L. V.; KRUMMENAUER, D. Fertilizing synbiotic system with different vegetable brans: effects on nitrification, plankton composition, and growth of *Penaeus vannamei* in the nursery phase. *Aquaculture International*, 2024a. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10499-024-01471-x>.

PIMENTEL, O. A. L. F.; WASIELESKY, W.; POERSCH, L.; KRUMMENAUER, D. Effect of different synbiotic fertilizer processing strategies in *Penaeus vannamei* intensive nurseries. *Aquaculture*, v. 584, p. 740667, 2024b. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2024.740667>.

PIMENTEL, O. A. L. F.; WASIELESKY, W.; SENA, R. P. O.; RAMIRO, B. O.; BEZERRA, A.; KRUMMENAUER, D. Microbial community composition, nitrification process, and growth of *Penaeus vannamei* in a synbiotic nursery system inoculated with different probiotic microorganisms. *Aquaculture*, v. 592, p. 741254, 2024c. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2024.741254>.

RODRIGUEZ- OLAGUE, D. R.; PALAFOX, J. P.; VARGAS-MACHUCA, S. G. C.; MUÑOZ, E. A.; SANTOS, R. C.; LEAL, H. M. E. Effect of nursery system and stocking density to produce juveniles of whiteleg shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture Reports*, v. 20, p. 100709, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2021.100709>.

ROMANO, N.; ZENG, C. Osmoregulation in decapod crustaceans: implications to aquaculture productivity, methods for potential improvement and interactions with elevated ammonia exposure. *Aquaculture*, v. 334, p. 12-23, 2012. DOI: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2011.12.035>.

SAMOCHA, T. M.; LAWRENCE, A. L. Use of intensive nursery system in commercial shrimp production: advantages and disadvantages. In: JORY, D. E. (Ed.). *Proceedings of the First Latin American Shrimp Culture Congress and Exhibition*. Grupo Ferias, Eventos y Congresos. October 6–10, 1998. Panama City, Panama, 1998.

SAMOCHA, T. M.; PATNAIK, S.; SPEED, M.; ALI, A. M.; BURGER, J. M.; ALMEIDA, R. V.; AYUB, Z.; HARISANTO, M.; HOROWITZ, A.; BROCK, D. L. Use of molasses as

carbon source in limited discharge nursery and grow-out systems for *Litopenaeus vannamei*. *Aquacultural Engineering*, v. 36, p. 184–191, 2007.

SANTOS, R. B.; COELHO FILHO, P. A.; ASSUNÇÃO, C. S.; SANTOS, T. N.; SILVA, J. H.; SILVA, G. C.; BRITO, L. O. The effect of different synbiotic preparation strategies on water fertilization and zootechnical performance of *Macrobrachium rosenbergii* reared in the nursery stage. *Aquaculture International*, v. 30, p. 3159–3178, 2022a. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10499-022-00955-y>.

SANTOS, R. B.; COELHO FILHO, P. A.; GONÇALVES, A. P.; SANTOS, R. A.; LINS RODRIGUES, M.; CORREIA, E. S.; OLIVEIRA, V. Q.; BRITO, L. O. Effects of organic carbon sources on water quality, microbial flocs protein and performance of *Macrobrachium rosenbergii* post-larvae reared in biofloc and synbiotic systems. *Aquaculture Research*, v. 53, p. 388–397, 2022b. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/are.15580>.

SILVA, G.C.; LIMEIRA, A.C.; COSTA, G.K.A.; SILVA, S.M.B.C.; OLIVEIRA FILHO, P.R.C.; BRITO, L.O. Effects of different forms of artificially salinized in low-salinity water of *Penaeus vannamei* in the grow-out phase in a synbiotic system. *Aquaculture International*, v. 31, p. 1303–1324, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10499-022-01025-z>

SILVA, N.; TANIWAKI, M. H.; JUNQUEIRA, V. C. A.; SILVEIRA, N. F. A.; OKAZAKI, M. M.; GOMES, R. A. R. *Microbiological examination methods of food and water: a laboratory manual*. 2. ed. Leiden, The Netherlands; Boca Raton: CRC Press, 526 p. 2019

TRIOLA, M. F. *Introdução à estatística*. 14. ed. São Paulo: Pearson, 2020.

TRUNG, D. Q.; HANG, T. T. Enhancing the growth performance of whiteleg shrimp, *Litopenaeus vannamei*, by salt-tolerant *Bacillus* sp. *Vietnam Journal of Agricultural Sciences*, v. 7, n. 3, p. 2217–2227, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.31817/vjas.2024.7.3.04>

VAN WYK, P. Nutrition and feeding of *Litopenaeus vannamei* in intensive culture systems. In: **VAN WYK, P.; DAVIS-HODGKINS, M.; LARAMORE, R.; MAIN, K. L.; SCARPA, M. J.** (eds.). *Farming marine shrimp in recirculating freshwater systems*. Tallahassee: Department of Agriculture and Consumer Services, Harbor Branch Oceanic Institute, 1999. p. 125–140.

VAN WYK, P.; SCARPA, J. Water quality requirements and management. In: **VAN WYK, P.; DAVIS-HODGKINS, M.; LARAMORE, R.; MAIN, K. L.; MOUNTAIN, J.; SCARPA, J.** *Farming marine shrimp in recirculating freshwater systems*. Florida: Florida

Department of Agriculture and Consumer Services - Harbor Branch Oceanic Institute, 1999. p. 141–162.

ZENG, S.; KHORUAMKID, S.; KONGPAKDEE, W.; WEI, D., YU, L.; WANG, H.; DENG, Z.; WENG, S.; HUANG, Z.; HE, J.; SATAPORNVANIT, K. Dissimilarity of microbial diversity of pond water, shrimp intestine and sediment in Aquamimicry system. *AMB Expr.* v. 10, p. 180, 2020 Disponível em: <https://doi.org/10.1186/s13568-020-01119-y>

7. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Os resultados obtidos neste estudo evidenciam a importância da utilização de probióticos e simbióticos como estratégias eficazes para melhorar o desempenho produtivo de *Penaeus vannamei* durante a fase de berçário. A aplicação de cepas de *Bacillus* (1 g/m³, 10⁹ UFC/g) a cada cinco dias, seja por meio da ativação com açúcar demerara ou da fermentação do farelo de arroz, resultou em melhorias significativas na sobrevivência dos animais, na resistência ao nitrogênio amoniacal e no aumento da concentração de bactérias heterotróficas na água.

Além dos ganhos zootécnicos, os tratamentos com aplicação de *Bacillus* também demonstraram vantagens econômicas relevantes, especialmente o tratamento simbiótico, que apresentou maior incremento de receita e percentual de diferença relativa em comparação ao controle. Esses achados reforçam o potencial do uso racional de probióticos e simbióticos como ferramentas promissoras em berçários intensivos de camarões.

Apesar desses avanços observados, a contagem total de hemócitos e contagem presuntiva de *Vibrios* não apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos, indicando a necessidade de aprofundamento em análises imunológicas mais específicas e sensíveis para melhor compreender a resposta imune dos camarões e abordagens integradas, como a metagenômica e a metabolômica, para investigar com maior profundidade a dinâmica microbiana frente ao uso dessas ferramentas biotecnológicas.

A compreensão mais ampla dessas interações poderá subsidiar o desenvolvimento de protocolos ainda mais eficientes e economicamente viáveis, contribuindo para a sustentabilidade da cadeia produtiva de camarões marinhos.

8. REFERÊNCIAS

ABDEL-LATIF, H. M. R.; YILMAZ, E.; DAWOOD, M. A. O.; RINGØ, E.; AHMADIFAR, E.; YILMAZ, S. Shrimp vibriosis and possible control measures using probiotics, postbiotics, prebiotics, and synbiotics: A review. *Aquaculture*, v. 551, p. 737951, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2022.737951>.

AMENYOGBE, E.; CHEN, G.; WANG, Z.; HUANG, J.; HUANG, B.; LI, H. The exploitation of probiotics, prebiotics, and synbiotics in aquaculture: present study, limitations, and future directions: a review. *Aquaculture International*, v. 28, p. 1017-1041, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10499-020-00509-0>.

ABDEL-TAWWAB, M.; KHALIL, R. H.; NOUR, A. M.; ELKHAYAT, B. K.; KHALIFA, E.; ABDEL-LATIF, H. M. R. Effects of *Bacillus subtilis*-fermented rice bran on water quality, performance, antioxidants/oxidants, and immunity biomarkers of white leg shrimp (*Litopenaeus vannamei*) reared at different salinities with zero water exchange. *Journal of Applied Aquaculture*, v. 34, n. 2, p. 332-357, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1080/10454438.2020.1844110>.

ANDRADE, R. J. V.; DOS SANTOS, E. P.; COSTA, G. K. A.; CAMPOS, C. V. F. S.; DA SILVA, S. M. B. C.; GÁLVEZ, A. O.; BRITO, L. O. Effect of different frequencies of the addition of *Brachionus plicatilis* on the performance of *Litopenaeus vannamei* in a nursery biofloc system with rice bran (anaerobic and aerobic) as an organic carbon source. *Aquaculture*, v. 540, p. 736669, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736669>.

ASCHE, F.; ANDERSON, J. L.; BOTTA, R.; KUMAR, G.; ABRAHAMSEN, E. B.; NGUYEN, L. T.; VALDERRAMA, D. The economics of shrimp disease. *Journal of Invertebrate Pathology*, v. 186, p. 107397, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.jip.2020.107397>.

BOURDICHON, F.; CASAREGOLA, S.; FARROKH, C.; FRISVAD, J. C.; GERDS, M. L.; HAMMES, W. P.; HARNETT, J.; HUYS, G.; LAULUND, S.; OUWEHAND, A.; POWELL, I. B.; PRAJAPATI, J. B.; SETO, Y.; SCHURE, E. T.; VAN BOVEN, A.; VANKERCKHOVEN, V.; ZGODA, A.; TUIJTELAARS, S.; HANSEN, E. B. Food fermentations: microorganisms with technological beneficial use. *International Journal of Food Microbiology*, v. 154, p. 87-97, 2012. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.ijfoodmicro.2011.12.030>.

BRIGGS, M.; FUNGE-SMITH, S.; SUBASINGHE, R.; PHILLIPS, M. Introductions and movement of *Penaeus vannamei* and *Penaeus stylirostris* in Asia and the Pacific. *Food and Agriculture Organization of the United Nations*, Regional Office for Asia and the Pacific, p. 1-12, 2004.

BUTT, U. D.; LIN, N.; AKHTER, N.; SIDDIQUI, T.; LI, S.; WU, B. Overview of the latest developments in the role of probiotics, prebiotics, and synbiotics in shrimp aquaculture. *Fish*

and *Shellfish Immunology*, v. 114, p. 263–281, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.fsi.2021.05.003>.

CORREIA, E. S.; WILKENFELD, J. S.; MORRIS, T. C.; WEI, L.; PRANGNELL, D. I.; SAMOCHA, T. M. Intensive nursery production of the Pacific white shrimp *Litopenaeus vannamei* using two commercial feeds with high and low protein content in a biofloc-dominated system. *Aquacultural Engineering*, v. 59, p. 48-54, 2014. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaeng.2014.02.002>.

DAWOOD, M. A. O.; KOSHIO, S. Application of fermentation strategy in aquafeed for sustainable aquaculture. *Reviews in Aquaculture*, v. 12, n. 2, p. 987-1002, 2019. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/raq.12368>.

FAO. The State of World Fisheries and Aquaculture 2024: Blue transformation in action. Rome, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.4060/cd0683en>.

GARCÍA-BURGOS, M.; MORENO-FERNÁNDEZ, J.; ALFÉREZ, M. J. M.; DÍAZ-CASTRO, J.; LÓPEZ-ALIAGA, I. New perspectives in fermented dairy products and their health relevance. *Journal of Functional Foods*, v. 72, p. 104059, 2020. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.jff.2020.104059>

GARZA DE YTA, A.; ROUSE, D. B.; DAVIS, D. A. Influence of nursery period on the growth and survival of *Litopenaeus vannamei* under pond production conditions. *Journal of the World Aquaculture Society*, v. 35, n. 3, 2004.

GOH, J. X. H.; TAN, T.-H. L.; LAW, W.-F. J.; SER, H.-L.; KHAW, K.-Y.; LETCHUMANAN, V.; LEE, L.-H.; GOH, B.-H. Harnessing the potentialities of probiotics, prebiotics, synbiotics, paraprobiotics, and postbiotics for shrimp farming. *Reviews in Aquaculture*, v. 14, p. 1478–1557, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/raq.12659>.

GOVINDASAMY, T.; BHASSU, S.; RAJU, C. S. *Enterocytozoon hepatopenaei* infection in shrimp: diagnosis, interventions, and food safety guidelines. *Microorganisms*, v. 12, p. 21, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/microorganisms12010021>.

HUSSAIN, A. S.; MOHAMMAD, D. A.; SALLAM, W. S.; SHOUKRY, N. M.; DAVIS, D. A. Effects of culturing the Pacific white shrimp *Penaeus vannamei* in “biofloc” vs. “synbiotic” systems on the growth and immune system. *Aquaculture*, v. 542, p. 736905, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2021.736905>.

HUYNH, T. B.; MAI-HOANG, T.-D.; BUI-NGUYEN, T.-A.; HA, T. T. P.; PHAN, M.-D.; TRAN-VAN, H. Characteristics and diversity of *Vibrio parahaemolyticus* causing acute hepatopancreatic necrosis disease in Vietnam. *Aquaculture and Fisheries*, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aaf.2023.10.004>.

KHANJANI, M. H.; BRITO, L. O.; FÓES, G. K.; VIEIRA, F. N.; POLI, M. A.; SANTOS, M.; EMERENCIANO, M. G. C. Synbiotics and aquamimicry as alternative microbial-based approaches in intensive shrimp farming and biofloc: novel disruptive techniques or

complementary management tools? A scientific-based overview. *Aquaculture*, v. 567, p. 738273, 2023. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2023.739273>.

KNIPE, H.; TEMPERTON, B.; LANGE, A.; BASS, D.; TYLER, C. R. Probiotics and competitive exclusion of pathogens in shrimp aquaculture. *Reviews in Aquaculture*, v. 13, p. 324-352, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/raq.12477>.

LEE, D.; YU, Y.-B.; CHOI, J.-H.; JO, A.-H.; HONG, S.-M.; KANG, J.-C.; KIM, J.-H. Viral shrimp diseases listed by the OIE: a review. *Viruses*, v. 14, p. 585, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/v14030585>.

LIN, Y. C.; CHEN, J. C. Acute toxicity of nitrite on *Litopenaeus vannamei* (Boone) juveniles at different salinity levels. *Aquaculture*, v. 224, p. 193-201, 2003.

MISHRA, J. K.; SAMOCHA, T. M.; PATNAIK, S.; SPEED, M.; GANDY, R. L.; ALI, A. Performance of an intensive nursery system for the Pacific white shrimp, *Litopenaeus vannamei*, under limited discharge condition. *Aquacultural Engineering*, v. 38, p. 2-15, 2008.

NOMAN, M.; KAZMI, S. S. U. H.; SAQIB, H. S. A.; FIAZ, U.; PASTORINO, P.; BARCELÓ, D.; TAYYAB, M.; LIU, W.; WANG, Z.; YASEEN, Z. M. Harnessing probiotics and prebiotics as an eco-friendly solution for cleaner shrimp aquaculture production: a state-of-the-art scientific consensus. *Science of the Total Environment*, v. 915, p. 169921, 2024. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2024.169921>.

PIMENTEL, O. A. L. F.; DE OLIVEIRA, V. Q.; OLIVEIRA, C. R. R.; SEVERI, W.; GÁLVEZ, A. O.; AMADO, A. M.; BRITO, L. O. Assessment of different ionic adjustment strategies in low-salinity water on the growth of *Litopenaeus vannamei* and microbial community stoichiometry in a synbiotic nursery system. *Aquaculture Research*, v. 53, p. 50–62, 2022. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/are.15552>.

PIMENTEL, O. A. L. F.; WASIELESKY, W.; SILVA, N. P.; BORGES, L. V.; KRUMMENAUER, D. Fertilizing synbiotic system with different vegetable brans: effects on nitrification, plankton composition, and growth of *Penaeus vannamei* in the nursery phase. *Aquaculture International*, 2024a. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10499-024-01471-x>.

PIMENTEL, O. A. L. F.; WASIELESKY, W.; POERSCH, L.; KRUMMENAUER, D. Effect of different synbiotic fertilizer processing strategies in *Penaeus vannamei* intensive nurseries. *Aquaculture*, v. 584, p. 740667, 2024b. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aquaculture.2024.740667>.

RACOTTA, I. S.; PALACIOS, E.; IBARRA, A. M. Shrimp larval quality in relation to broodstock condition. *Aquaculture*, v. 227, p. 107–130, 2003.

ROCHA, I. Aspects of worldwide and Brazilian shrimp farming in 2024 and prospects for 2025. *Feed & Food*, v. 18, n. 213, p. 56-57, 2025.

RODRIGUEZ-OLAGUE, D.; PALAFOX, J. P.; VARGAS-MACHUCA, S. G. C.; MUÑOZ, E. A.; SANTOS, R. C.; LEAL, H. M. E. Effect of nursery system and stocking density to produce juveniles of whiteleg shrimp *Litopenaeus vannamei*. *Aquaculture Reports*, v. 20, p. 100709, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.1016/j.aqrep.2021.100709>.

SAMOCHA, T. M.; LAWRENCE, A. L. Use of intensive nursery system in commercial shrimp production: advantages and disadvantages. In: JORY, D. E. (Ed.). *Proceedings of the First Latin American Shrimp Culture Congress and Exhibition*. Grupo Ferias, Eventos y Congresos. October 6–10, 1998. Panama City, Panama, 1998.

SANTOS, R. B.; COELHO FILHO, P. A.; ASSUNÇÃO, C. S.; SANTOS, T. N.; SILVA, J. H.; SILVA, G. C.; BRITO, L. O. The effect of different synbiotic preparation strategies on water fertilization and zootechnical performance of *Macrobrachium rosenbergii* reared in the nursery stage. *Aquaculture International*, v. 30, p. 3159–3178, 2022a. Disponível em: <https://doi.org/10.1007/s10499-022-00955-y>.

SANTOS, R. B.; COELHO FILHO, P. A.; GONÇALVES, A. P.; SANTOS, R. A.; LINS RODRIGUES, M.; CORREIA, E. S.; OLIVEIRA, V. Q.; BRITO, L. O. Effects of organic carbon sources on water quality, microbial flocs protein and performance of *Macrobrachium rosenbergii* post-larvae reared in biofloc and synbiotic systems. *Aquaculture Research*, v. 53, p. 388–397, 2022b. Disponível em: <https://doi.org/10.1111/are.15580>.

TAMANG, J. P.; WATANABE, K.; HOLZAPFEL, W. H. Review: Diversity of microorganisms in global fermented foods and beverages. *Frontiers in Microbiology*, v. 7, p. 377, 2016. Disponível em: <https://doi.org/10.3389/fmicb.2016.00377>.

VASSILEVA, M.; MALUSÀ, E.; SAS-PASTZ, L.; TRZCINSKI, P.; GALVEZ, A.; FLOR-PEREGRIN, E.; SHILEV, S.; CANFORA, L.; MOCALI, S.; VASSILEV, N. Fermentation strategies to improve soil bio-inoculant production and quality. *Microorganisms*, v. 9, n. 6, p. 1254, 2021. Disponível em: <https://doi.org/10.3390/microorganisms9061254>.

VERSCHEURE, L.; ROMBAUT, G.; SORGHELOOS, P.; VERSTRAETE, W. Probiotic bacteria as biological control agents in aquaculture. *Microbiology and Molecular Biology Reviews*, v. 64, n. 4, p. 655–671, 2000. Disponível em: <https://doi.org/10.1128/mmbr.64.4.655-671.2000>.