

UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE PESCA E AQUICULTURA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS PESQUEIROS E
AQUICULTURA – PPG/RPAq

INFLUÊNCIA DO FARELO DE TRIGO NA DISPONIBILIDADE DO
ALIMENTO NATURAL E NO CRESCIMENTO DO CAMARÃO
Litopenaeus vannamei (Boone, 1931)

Susmara Silva Campos

Recife, fevereiro de 2005

SUSMARA SILVA CAMPOS

**INFLUÊNCIA DO FARELO DE TRIGO NA DISPONIBILIDADE DO
ALIMENTO NATURAL E NO CRESCIMENTO DO CAMARÃO
Litopenaeus vannamei (Boone, 1931)**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Recursos Pesqueiros e Aqüicultura (PPG/RPAq), da Universidade Federal Rural de Pernambuco, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Aqüicultura.

Orientador: Dr. Eudes de Souza Correia

Recife, fevereiro de 2005

UNIVERSIDADE FERDERAL RURAL DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE PESCA E AQÜICULTURA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM RECURSOS PESQUEIROS E
AQÜICULTURA – PPG/RPAq

INFLUÊNCIA DO FARELO DE TRIGO NA DISPONIBILIDADE DO ALIMENTO
NATURAL E NO CRESCIMENTO DO CAMARÃO *Litopenaeus vannamei* (Boone,
1931)

Susmara Silva Campos

Dissertação defendida e aprovada pela Banca Examinadora composta pelos seguintes membros:

Eudes de Souza Correia, Dr.
Orientador

Sigrid Neumann Leitão, Dra.
Membro externo – UFPE

Ronaldo Cavalli, Dr.
Membro externo – FURG

Alfredo de Olivera Gálvez, Dr.
Membro interno – UFRPE

Dissertação defendida e aprovada no dia 28/02/2005 no Departamento de Pesca e Aqüicultura da UFRPE.

Ficha catalográfica
Setor de Processos Técnicos da Biblioteca Central – UFRPE

C198i Campos, Susmara Silva
Influência do farelo de trigo na disponibilidade do
alimento natural e no crescimento do camarão
Litopenaeus vannamei (Boone, 1931) / Susmara Silva
Campos. – 2005.
101 f. : il.

Orientador: Eudes de Souza Correia
Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e
Aqüicultura) – Universidade Federal Rural de Pernam-
buco. Departamento de Pesca.
Referências.

CDD 639.3

1. Alimento natural
2. Fertilizante orgânico
3. Farelo de trigo
4. *Litopenaeus vannamei*
5. Camarão
6. Crescimento
7. Água
8. Aqüicultura
- I. Correia, Eudes de Souza
- II. Título

SUMÁRIO

AGRADECIMENTOS.....	03
RESUMO.....	06
ABSTRACT.....	07
LISTA DE FIGURAS.....	08
LISTA DE TABELAS.....	10
1. INTRODUÇÃO.....	15
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	24
2.1. LOCAL DE EXECUÇÃO.....	24
2.2. DESENHO EXPERIMENTAL.....	24
2.3. PROCEDIMENTOS EXPERIMENTAIS.....	25
2.3.1. SEDIMENTO.....	25
2.3.2. ABASTECIMENTO DOS TANQUES.....	25
2.3.3. FERTILIZAÇÃO.....	26
2.3.4. POVOAMENTO.....	26
2.3.5. ALIMENTAÇÃO.....	27
2.4. VARIÁVEL AMBIENTAL E QUALIDADE DA ÁGUA.....	28
2.5. AVALIAÇÃO DO ALIMENTO NATURAL.....	29
2.5.1. COMUNIDADE PLANCTÔNICA.....	29
2.5.2. COMUNIDADE BENTÔNICA.....	30
2.6. AVALIAÇÃO DO CRESCIMENTO DOS CAMARÕES.....	31
2.7. CUSTO DOS FERTILIZANTES.....	31
2.8. ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	32
2.9. NORMALIZAÇÃO DO TEXTO.....	32
3. RESULTADOS.....	33
3.1. QUALIDADE DA ÁGUA.....	34
3.2. AVALIAÇÃO DO ALIMENTO NATURAL.....	48
3.2.1. COMUNIDADE PLANCTÔNICA.....	48
3.2.2. COMUNIDADE BENTÔNICA.....	59
3.3. AVALIAÇÃO DO CRESCIMENTO DO CAMARÃO.....	76
3.4. CUSTO DOS FERTILIZANTES.....	79
4. DISCUSSÃO.....	81

4.1. CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS DA ÁGUA.....	81
4.2. FERTILIZAÇÃO E MANEJO.....	85
4.3. ALIMENTO NATURAL.....	87
4.4. CRESCIMENTO DO CAMARÃO E ASPECTOS DE PRODUÇÃO.....	91
5. CONCLUSÃO.....	93
6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	95

AGRADECIMENTOS

Ao Departamento de Pesca e Aqüicultura, em nome do seu Diretor, Dr. Fábio Hissa Vieira Hazin, e ao Programa de Pós-Graduação em Recursos Pesqueiros e Aqüicultura (PPG/RPAq), em nome do Coordenador Dr. Alfredo Olivera Gálvez, pela concessão do uso de suas instalações para o desenvolvimento deste trabalho.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal do Ensino Superior (CAPES) pelo auxílio prestado.

Ao meu orientador, Dr. Eudes de Souza Correia pela oportunidade e orientações, mas principalmente pelo grande ser humano que é, pelo bom convívio e muita paciência.

Ao Laboratório de Produção Aqüícola (LAPAq), em nome do chefe do Laboratório, Dr. Eudes de Souza Correia, pela boa acolhida e oportunidade de pesquisa.

Aos colegas de LAPAq, todos com os quais convivi de alguma maneira, pelo bom convívio.

À Estação de Aqüicultura Continental Professor Johei Koike, em nome do seu Coordenador, Dr. Athiê Jorge Guerra Santos, pelo uso de suas instalações.

Aos funcionários e estagiários da Estação, pelo auxílio e bom convívio, especialmente ao MSc. João Laurindo do Carmo, pelas longas conversas e sugestões.

À Fazenda de Carcinicultura Miramar, em nome do Sr. José de Assis Ferraz Neto e Breno Mascarenhas pelas doações de sedimento, água salgada, fertilizantes inorgânicos e material biológico, mas especialmente pela disponibilidade e atenção dispensadas.

À Tecmares Maricultura, em nome do Sr. Célio Neiva, pela doação de água salgada e atenção dispensada.

À equipe de trabalho: Ugo Lima Silva, Maria Zita Tabosa Lúcio, Vinícius Augusto Dias Filho e Elizabeth Cristtyny Silva pelo bom trabalho e dedicação, mas principalmente pela paciência e carinho.

Ao Laboratório de Produção de Alimento Vivo (LAPAVI), em nome do Chefe do Laboratório Dr. Alfredo de Olivera Gálvez pelo empréstimo de equipamentos e pelas sugestões.

Aos colegas do LAPAVI pela ajuda em diversos momentos, especialmente a Albino Gonçalves Leal, João Batista Pereira Neto, João Paulo Viana de Lima e Danielli Matias Dantas.

Ao Laboratório de Planctologia, em nome da Chefe do Laboratório MSc. Lucy Moreira de Barros por permitir o uso de suas instalações, pelo empréstimo de material e especialmente pela confiança.

Aos colegas do Laboratório de Planctologia, Wanessa de Melo Costa, Ana Paula de Oliveira Lucas e Sérgio Catunda Marcelino pelo auxílio na identificação do zooplâncton.

À colega e amiga Weruska de Melo Costa pelo inestimável auxílio na identificação do fitoplâncton, doação de fotografias e, em especial, pelo carinho.

Ao Laboratório de Carcinologia, em nome do Chefe do Laboratório Dr. José Carlos Nascimento de Barros pelo uso de suas instalações e auxílio na identificação dos macro-invertebrados.

Aos colegas e amigos Ugo Lima Silva e Maria Zita Tabosa Lúcio pela identificação dos macro-invertebrados.

Ao Laboratório de Limnologia, em nome do chefe do Laboratório Dr. William Severi, pelas análises de água e solo.

Aos colegas do Laboratório de Limnologia, Anderson Antonello, Tereza Cristina dos Santos, Sérgio Catunda Marcelino e Danielle Lins Bulhões pela realização das análises de água e solo.

À Dra. Simone Ferreira Teixeira, do Departamento de Biologia da Universidade de Pernambuco (UPE), pelo auxílio durante o experimento, nas análises estatísticas e pelas sugestões, mas especialmente por sua grandeza de coração e imensa amizade.

À Dra. Sigrid Neumann-Leitão, do Departamento de Oceanografia da Universidade Federal de Pernambuco (UFPE), pelas sugestões metodológicas de Planctologia, empréstimo de material bibliográfico e carinho.

Aos amigos e “ajudantes voluntários” durante a fase experimental: Cristiano Barbosa Rieper, Wanessa de Melo Costa, Franciele Fenker, Marcos Quelvi, Werlanne Mendes de Santana, Anderson Croccia, Leônidas Cardoso Junior, Daniel Maymone Leite Marques e Luiz Henrique Martins Mota, que, cada qual de alguma forma, foi de grande ajuda.

Às secretárias do PPG/RPAq Verônica Severi, Emília Carneiro Lacerda dos Santos e Selma de Araújo Santiago pelo apoio e colaboração.

Às Bibliotecárias Marleide Guedes e Suely Manzi, da Biblioteca Central da UFRPE, pela elaboração da ficha catalográfica.

Às funcionárias do Departamento de Pesca e Aqüicultura Emília Carneiro Lacerda dos Santos, Telma Bezerra Pascoal da Silva e Eliane Rodrigues do Nascimento pelo apoio, carinho e atenção.

À minha família, que mesmo de longe sempre me apóia e torce pelo meu sucesso.

A todos que demonstraram carinho e incentivo durante mais este percurso, especialmente a quem sabe não ser necessária a citação nominal, pois sua importância transcende a tudo isto.

RESUMO

O camarão *Litopenaeus vannamei* adaptou-se muito bem às condições de cultivo na região Nordeste devido as suas características de ampla faixa de tolerância à salinidade e temperatura, resistência ao manuseio, altas taxas de crescimento e de sobrevivência e boa conversão alimentar, contribuindo para colocar o Brasil no mercado produtor e exportador. Mesmo com os bons resultados de produtividade alcançados, ainda há fatores limitantes a serem mais bem estudados, como a alimentação, onde a produção e o manejo adequado do alimento natural contribuem para melhorar a viabilidade econômica e ambiental do cultivo e representa grande importância nutricional para os organismos cultivados. O presente trabalho teve por objetivo analisar a influência de fertilizante orgânico na disponibilidade de alimento natural (plâncton e bentos) e no crescimento do camarão, com a finalidade de redução dos efluentes de cultivos e dos custos de produção, através de dois regimes de fertilização em quatro tratamentos: 1) CP: Controle (fertilizantes inorgânicos) povoado com 40 juvenis.m⁻²; 2) CNP: Controle não-povoado; 3) TP: Farelo de trigo (fertilizante orgânico) povoado com 40 juvenis.tanque⁻²; 4) TNP: Farelo de trigo não-povoado; com três repetições cada. Os tanques experimentais foram preparados com sedimento, aeração individual, sem troca de água, e a alimentação dos camarões, durante 88 dias de cultivo, foi feita através de comedouros, com ração comercial com 35% de proteína bruta, três vezes ao dia, ajustada diariamente em função do consumo. A temperatura da água, oxigênio dissolvido e pH foram mensurados diariamente; a transparência e salinidade foram aferidas semanalmente e amostras de água de cada tanque foram coletadas quinzenalmente para as análises de nitrato, nitrito, amônia total, ortofosfato, silicato, alcalinidade e clorofila *a*. As coletas para análise de fitoplâncton, zooplâncton, fitobentos e meiobentos foram realizadas quinzenalmente e as coletas de macro-invertebrados foram mensais. Quanto à qualidade da água, os níveis de oxigênio dissolvido foram mais elevados com o farelo de trigo (6,16±0,98 mg.L⁻¹) do que com os fertilizantes inorgânicos (5,92±1,19 mg.L⁻¹). Sob fertilização orgânica, o fitoplâncton apresentou abundância de Bacillariophyceae, principalmente *Nitzschia*, e rotíferos; o fitobentos esteve constituído de Bacillariophyceae, principalmente por *Nitzschia*, *Amphiprora* e *Cymbella*; o meiobentos principalmente por nematódeos e rotíferos; e os macro-invertebrados constituíram-se principalmente de oligoquetas. A preferência alimentar dos camarões foi determinante na abundância de alimento natural o qual, por sua vez, determinou conversão alimentar diferente ao longo do experimento (1,3 e 2,1), justificando reajustes periódicos da quantidade de ração fornecida. A sobrevivência dos camarões foi a mesma para ambos os regimes de fertilização (96,6%). O peso final no CP foi de 11,89±1,73 g e no TP foi de 12,28±1,71 g, com menor custo do farelo de trigo em relação aos fertilizantes inorgânicos. O farelo de trigo apresentou bom desempenho tanto na manutenção da qualidade da água sem renovação e na disponibilidade de alimento natural, como no desenvolvimento dos camarões, desta forma podendo contribuir para a minimização dos efluentes da carcinicultura e seu impacto sobre o ambiente, bem como na redução dos custos de produção.

Palavras-chave: alimento natural, fertilizante orgânico, farelo de trigo, *Litopenaeus vannamei*, troca zero de água.

ABSTRACT

The shrimp *Litopenaeus vannamei* adapted itself very well to the culture conditions in the Northeast due to their characteristics of tolerance to the salinity and temperature, resistance to the handling, rapid growth and survival and good feed conversion, contributing to place Brazil in the producer and exporter market. Even with the good productivity results, there are some limiting factors to be better studied, as the feeding, where the production and the adequate management of the natural food contributing to improve the economical and environmental feasibility of the culture and represents great nutritional importance to the cultivated organisms. The aim of this study was to analyze the influence of organic fertilizer in the availability of natural food (plankton and benthos) and the shrimp growth, with the purpose of effluents and costs reduction, through two fertilization regimes in four treatments: 1) CP: Control (inorganic fertilizers) stocked with 40 juveniles.m⁻²; 2) CNP: Control no-shrimp; 3) TP: Wheat bran (organic fertilizer) stocked with 40 juveniles.m⁻²; 4) TNP: Wheat bran no-shrimp, with three replicates each. The experimental tanks were prepared with sediment, individual aeration, without water exchange, and the shrimps feeding during 88 culture days, was done with a commercial 35% crude protein ration through feeding trays, three times a day, adjusted daily to the according consumption. The water temperature, dissolved oxygen and pH were measured daily; the transparency and salinity were checked weekly and samples of water of each tank were collected biweekly for nutrients analyses. The phytoplankton analysis, zooplankton, phytobenthos and meiobenthos samples were accomplished biweekly and macroinvertebrates samples were monthly. The dissolved oxygen levels were higher with the wheat bran (6.16±0.98 mg.L⁻¹) than with the inorganic fertilizers (5.92±1.19 mg.L⁻¹). Under organic fertilization regime, the phytoplankton presented abundance of Bacillariophyceae, mainly *Nitzschia*, and rotifers; the phytobenthos was constituted of Bacillariophyceae, mainly for *Nitzschia*, *Amphiprora* and *Cymbella*; the meiobenthos mainly for nematodes and rotifers; and the macroinvertebrates were constituted mainly of oligochaetas. The feeding preference of the shrimps was decisive in the abundance of natural food, which determined different conversion ration along the experiment (1.3 and 2.1), justifying periodic adjustments of the amount of artificial diets. The shrimps survival was the same for both fertilization regimes (96.6%). The final weight in CP was of 11.89±1.73 g and in TP was of 12.28±1.71 g, with lower cost of the wheat bran in relation to the inorganic fertilizers. The wheat bran showed better performance not only in the water quality maintenance without exchange but also in the availability of natural food, and the performance of the shrimps, contributing to the minimize shrimp culture effluents and its impact on the environment, also in the reduction of the production costs.

Key-words: natural food, organic fertilizer, wheat bran, *Litopenaeus vannamei*, no water exchange.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 – Evolução da expectativa de produção de acordo com os diferentes níveis de qualidade ambiental (Fonte: Arana, 1999).....	23
Figura 2 – Croqui do delineamento experimental.....	24
Figura 3 – Vista geral dos tanques do cultivo experimental de <i>L. vannamei</i>	25
Figura 4 – Aclimatação dos juvenis de <i>L. vannamei</i> para povoamento dos tanques experimentais.....	27
Figura 5 – Juvenis de <i>L. vannamei</i> selecionados para o povoamento dos tanques experimentais.....	28
Figura 6 – Comedor identificado individualmente com flutuador utilizado no cultivo experimental de <i>L. vannamei</i>	28
Figura 7 – Variação da temperatura ambiente durante o período experimental..	33
Figura 8 - Variação nictemeral média da temperatura, pH e oxigênio dissolvido nos tratamentos CP e CNP, em setembro e outubro.....	40
Figura 9 - Variação da alcalinidade, nitrato, nitrito, amônia total, ortofosfato, clorofila-a e silicato nos tratamentos CP e CNP.....	41
Figura 10 – Transparência da água nos tratamentos povoados (CP e TP) e não povoados (CNP e TNP).....	44
Figura 11 - Variação nictemeral média da temperatura, pH e oxigênio dissolvido nos tratamentos TP e TNP, em setembro e outubro.....	45
Figura 12 - Variação da alcalinidade, nitrato, nitrito, amônia total, ortofosfato, clorofila-a e silicato nos tratamentos TP e TNP.....	47
Figura 13 – Abundância relativa das classes fitoplanctônicas mais representativas ao longo do experimento em todos os tratamentos.....	49
Figura 14 – Abundância relativa dos taxa fitoplanctônicos mais representativos ao longo do cultivo nos tratamentos CP e CNP.....	51
Figura 15 – Abundância relativa dos taxa fitoplanctônicos mais representativos ao longo do cultivo nos tratamentos TP e TNP.....	53
Figura 16 – Representantes do fitoplâncton presentes no cultivo experimental..	54
Figura 17 – Abundância relativa dos grupos zooplanctônicos mais representativos durante o experimento em todos os tratamentos.....	55
Figura 18 – Abundância relativa dos grupos zooplanctônicos mais	

representativos ao longo do cultivo nos tratamentos CP e CNP.....	57
Figura 19 – Abundância relativa dos grupos zooplânctônicos mais representativos ao longo do cultivo nos tratamentos TP e TNP.....	58
Figura 20 – Representantes do zooplâncton presentes no cultivo experimental.	59
Figura 21 - Abundância relativa das classes fitobentônicas mais representativas ao longo do experimento em todos os tratamentos.....	59
Figura 22 – Abundância relativa dos taxa fitobentônicos mais representativos durante o cultivo nos tratamentos CP e CNP.....	62
Figura 23 – Abundância relativa dos taxa fitobentônicos mais representativos ao longo do cultivo nos tratamentos TP e TNP.....	65
Figura 24 – Abundância relativa dos grupos do meiobentos durante o período experimental em todos os tratamentos.....	68
Figura 25 – Abundância relativa dos grupos mais representativos do meiobentos durante o cultivo nos tratamentos CP e CNP.....	70
Figura 26 – Abundância relativa dos grupos mais representativos do meiobentos durante o cultivo nos tratamentos TP e TNP.....	71
Figura 27 – Abundância relativa dos grupos de macro-invertebrados durante o cultivo em todos os tratamentos.....	72
Figura 28 – Abundância relativa dos grupos mais representativos de macro-invertebrados durante o cultivo no tratamento CNP.....	74
Figura 29 – Abundância relativa dos grupos mais representativos de macro-invertebrados durante o cultivo no tratamento TNP.....	75
Figura 30 – Representantes dos macro-invertebrados no cultivo experimental..	76
Figura 31 – Evolução do crescimento dos camarões <i>L. vannamei</i> nos tratamentos trigo e controle durante o período de cultivo.....	77
Figura 32 – Conversão alimentar aparente nos tratamentos trigo e controle ao longo do cultivo.....	78
Figura 33 – Representação do modelo linear do peso médio (g) dos camarões <i>L. vannamei</i> em relação ao comprimento no tratamento trigo (TP).....	78
Figura 34 – Representação do modelo linear do peso médio (g) dos camarões <i>L. vannamei</i> em relação ao comprimento no tratamento controle (CP).....	79
Figura 35 - Camarões <i>L. vannamei</i> despescados ao final do cultivo experimental	80

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 – Temperaturas mínima e máxima do ar durante o período experimental.....	33
Tabela 2 - Amplitude, moda e média da temperatura da água (°C) durante todo o período experimental, pela manhã e à tarde.....	34
Tabela 3 – Amplitude, moda e média das variáveis de qualidade da água mensuradas durante o período experimental.....	35
Tabela 4 – Amplitude, moda e média das variáveis de qualidade da água, por tratamento.....	36
Tabela 5 – Médias do oxigênio dissolvido, pH e transparência nos tratamentos CNP e TNP.....	37
Tabela 6 – Médias da alcalinidade e ortofosfato nos tratamentos CNP e TNP...	37
Tabela 7 – Médias temporais da alcalinidade, nitrato, nitrito e clorofila- <i>a</i> entre os tratamentos não-povoados (CNP e TNP).....	37
Tabela 8 – Médias do oxigênio dissolvido e pH nos tratamentos CP e TP.....	37
Tabela 9 – Médias temporais da alcalinidade, nitrito, ortofosfato e clorofila- <i>a</i> entre os tratamentos povoados (CP e TP).....	38
Tabela 10 – Médias do oxigênio dissolvido, pH e transparência nos tratamentos CNP e CP.....	39
Tabela 11 – Médias temporais do oxigênio dissolvido, pH e transparência entre os tratamentos CNP e CP.....	39
Tabela 12 – Médias dos nutrientes e clorofila- <i>a</i> nos tratamentos CP e CNP.....	43
Tabela 13 – Média temporal da alcalinidade entre os tratamentos CP e CNP....	43
Tabela 14 – Médias do oxigênio dissolvido, pH e transparência nos tratamentos TNP e TP.....	44
Tabela 15 – Médias temporais do oxigênio dissolvido e pH entre os tratamentos TNP e TP.....	44
Tabela 16 – Médias do nitrito e clorofila- <i>a</i> nos tratamentos TP e TNP.....	46
Tabela 17 – Variação temporal da alcalinidade entre os tratamentos TP e TNP.	46
Tabela 18 – Abundância relativa dos taxa fitoplanctônicos por tratamento e ao longo do cultivo.....	50
Tabela 19 – Abundância absoluta média dos taxa fitoplanctônicos entre os	

tratamentos CP e TP.....	51
Tabela 20 – Abundância absoluta média do fitoplâncton nos tratamentos CP e CNP.....	52
Tabela 21 – Abundância absoluta média dos taxa fitoplanctônicos no tratamento CNP.....	52
Tabela 22 – Abundância absoluta média dos taxa fitoplanctônicos entre os tratamentos TP e TNP.....	54
Tabela 23 – Abundância relativa dos grupos zooplanctônicos por tratamento ao longo do cultivo.....	55
Tabela 24 – Abundância absoluta média dos grupos zooplanctônicos entre os tratamentos CP e TP.....	56
Tabela 25 – Abundância absoluta média dos grupos zooplanctônicos entre os tratamentos CP e CNP.....	57
Tabela 26 – Abundância absoluta média dos grupos zooplanctônicos no tratamento CP.....	58
Tabela 27 – Abundância relativa dos taxa fitobentônicos por tratamento ao longo do cultivo.....	60
Tabela 28 – Abundância absoluta média temporal do fitobentos entre os tratamentos não-povoados (CNP x TNP) e entre os povoados (CP x TP).....	61
Tabela 29 - Abundância absoluta média dos taxa fitobentônicos entre os tratamentos não-povoados (CNP x TNP) e entre os povoados (CP x TP).....	61
Tabela 30 - Abundância absoluta média do fitobentos nos tratamentos CNP e CP.....	62
Tabela 31 - Abundância absoluta média temporal do fitobentos entre os tratamentos CP e CNP.....	63
Tabela 32 – Abundância absoluta média dos taxa fitobentônicos entre os tratamentos CNP e CP.....	63
Tabela 33 - Abundância absoluta média dos taxa fitobentônicos nos tratamentos CP e CNP.....	64
Tabela 34 – Abundância absoluta média temporal do fitobentos no tratamento CNP.....	64
Tabela 35 - Abundância absoluta média do fitobentos nos tratamentos TNP e TP.....	65

Tabela 36 - Abundância absoluta média temporal do fitobentos entre os tratamentos TNP e TP.....	65
Tabela 37 – Abundância absoluta média dos taxa fitobentônicos entre os tratamentos TNP e TP.....	66
Tabela 38 – Abundância absoluta média temporal do fitobentos no tratamento TP.....	66
Tabela 39 – Abundância absoluta média dos taxa fitobentônicos nos tratamentos TP e TNP.....	67
Tabela 40 - Abundância relativa dos grupos do meiobentos por tratamento ao longo do cultivo.....	68
Tabela 41 - Abundância absoluta média do meiobentos nos tratamentos CNP e TNP.....	68
Tabela 42 - Abundância absoluta média dos grupos do meiobentos entre os tratamentos não-povoados (CNP x TNP) e entre os povoados (CP x TP).....	69
Tabela 43 - Abundância absoluta média temporal do meiobentos entre os tratamentos CP e TP.....	69
Tabela 44 - Abundância absoluta média dos grupos do meiobentos entre os tratamentos CP e CNP.....	70
Tabela 45 - Abundância absoluta média do meiobentos nos tratamentos TP e TNP.....	71
Tabela 46 - Abundância absoluta média dos grupos do meiobentos nos tratamentos TP e TNP.....	71
Tabela 47 - Abundância relativa dos grupos de macro-invertebrados por tratamento ao longo do cultivo.....	72
Tabela 48 - Abundância absoluta média dos grupos de macro-invertebrados entre os tratamentos CNP e TNP.....	73
Tabela 49 - Abundância absoluta média de macro-invertebrados nos tratamentos CNP e CP.....	74
Tabela 50 – Abundância absoluta média de macro-invertebrados nos tratamentos TNP e TP.....	75
Tabela 51 - Abundância absoluta média dos grupos de macro-invertebrados nos tratamentos TNP e TP.....	75
Tabela 52 – Dados de crescimento e produção de <i>L. vannamei</i> por tratamento.	77

1. INTRODUÇÃO

A aqüicultura, definida como cultivo de organismos aquáticos, destaca-se pela sua importância como atividade produtora de alimento, procurando reduzir o déficit da pesca extrativa (CORREIA, 1998), sendo considerada como uma importante fonte de proteína animal em várias regiões do mundo (STREIT et al., 2002).

No contexto da aqüicultura marinha, a carcinicultura é representada, no Brasil, pelo cultivo de camarões peneídeos (STREIT et al., op. cit.). A década de 80 e início dos anos 90 caracterizaram-se pelo cultivo das espécies nativas *Litopenaeus schimitti* e *Farfantepenaeus subtilis*, na região Nordeste, e *Farfantepenaeus paulensis*, na região Sul. Em meados dos anos 90 passou-se a priorizar o cultivo da espécie exótica *Litopenaeus vannamei*, que contribuiu para colocar o Brasil no mercado produtor e exportador de camarões marinhos. No ano de 2003, a produção alcançou 90.190 toneladas, sendo a região Nordeste responsável por 95,2% da produção nacional (ROCHA et al., 2004).

A espécie *L. vannamei* é originária do Pacífico Oriental e adaptou-se muito bem às condições de cultivo na região Nordeste devido as suas características de ampla faixa de tolerância à salinidade e temperatura, resistência ao manuseio, altas taxas de crescimento e de sobrevivência e boa conversão alimentar (ROSENBERY, 1997 apud ROCHA et al., 1998).

Mesmo com os bons resultados de produtividade alcançados na carcinicultura marinha, ainda há fatores limitantes a serem superados, tais como qualidade alimentar e qualidade da água e dos efluentes a fim de, não somente otimizar a produção, como propiciar seu desenvolvimento de forma sustentável, procurando harmonizar a produção com a preservação dos recursos naturais adjacentes.

Um dos fatores limitantes a ser mais bem estudado é a alimentação, já que os alimentos tanto representam fontes de nutrientes para o camarão marinho, bem como fonte de desperdício, principalmente relacionado à qualidade do alimento (POVEDA, 2000). No contexto alimentar estão inseridos o alimento endógeno (alimento natural presente no viveiro) e o alimento exógeno (dietas introduzidas nos viveiros).

ALIMENTO ENDÓGENO

O alimento natural disponível em um viveiro de cultivo é composto pelas comunidades planctônica e bentônica. A comunidade planctônica é constituída pelo fitoplâncton, representado principalmente pelas clorofíceas, cianofíceas e diatomáceas; e pelo zooplâncton, representado pelos rotíferos, crustáceos (cladóceros, copépodos e ostrácodos) (KLEEREKOPER, 1990) e larvas de organismos bentônicos (crustáceos, anelídeos e moluscos) (ODUM, 1986). A comunidade bentônica é constituída de microrganismos, representados pelo fitobentos, micro-invertebrados, bactérias e fungos; e macro-invertebrados, representados principalmente pelos anelídeos (CORREIA, 1998).

A contribuição do alimento natural na dieta dos camarões é bastante significativa, podendo variar de 25% a 85%, conforme o sistema de cultivo (NUNES, 2000).

A produção e o manejo adequado do alimento natural contribuem para melhorar a viabilidade econômica do cultivo e representa grande importância nutricional para os organismos cultivados (MARTINEZ-CORDOVA et al., 1998b), sendo considerado a chave para o sucesso de cultivos de peixes e camarões (SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, 2001; TACON et al., 2000).

A composição do alimento natural, constituída de proteínas, carboidratos, lipídios, vitaminas e minerais essenciais para o crescimento dos organismos cultivados, tem sido proposta como indicadora das exigências nutricionais e servido como base para a formulação de dietas artificiais, pois contém de 10 a 21% de lipídios e de 6 a 22% de carboidratos, semelhante à composição dos tecidos dos camarões (ALLAN; SMITH, 1998).

COMUNIDADE PLANCTÔNICA

O fitoplâncton, primeira forma de alimento natural, representa o elo primordial no fluxo de energia ao longo da teia alimentar, servindo diretamente como alimento para consumidores como zooplâncton, peixes e camarões (SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, 2001; BOYD, s.d.). O tamanho da população fitoplanctônica depende de sua taxa de reprodução, da mortalidade natural e do consumo pelos predadores; a taxa de crescimento, por sua vez, está relacionada com o tipo e tamanho do

estoque, intensidade luminosa e disponibilidade de elementos essenciais (SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, 2001). As propriedades físico-químicas da água são os fatores mais importantes na composição qualitativa do plâncton (KLEEREKOPER, 1990). Além de sua importância como alimento, o fitoplâncton, através dos processos fotossintéticos, é o principal responsável pela disponibilização do oxigênio na água, indispensável à quase totalidade das funções vitais dos organismos e processos químicos (KLEEREKOPER, id.; BOYD, s.d.).

A comunidade zooplanctônica, consumidores primários e secundários, é representada principalmente por rotíferos e copépodos. Os rotíferos, copépodos jovens (náuplios e copepoditos) e larvas de crustáceos são considerados excelentes alimentos para larvas de crustáceos e peixes devido ao seu pequeno tamanho e valor nutricional, variando em diversidade e abundância conforme o estado trófico e características físico-químicas do ambiente (SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, op. cit). O zooplâncton também contribui com nutrientes dissolvidos, excretando fósforo, nitrogênio e dióxido de carbono, os quais são diretamente disponíveis aos produtores (ODUM, 1986).

COMUNIDADE BENTÔNICA

O fitobentos, microalgas que habitam o solo, além de servir diretamente como alimento aos camarões, tem grande importância na fixação de carbono e nitrogênio, inibição ou estímulo de outros organismos presentes no solo, estabilização ou melhoramento das propriedades físicas do solo através da agregação de partículas e adição de matéria orgânica (SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, op. cit).

Dentre os macro-invertebrados bentônicos que constituem o alimento natural estão principalmente os nematódeos e anelídeos (poliquetas e oligoquetas). Os poliquetas estão presentes na composição alimentar de muitos peixes e crustáceos e, em ambientes de cultivo de camarões peneídeos, podem chegar a contribuir com 33% do total da dieta (NUNES; PARSONS, 2000). Conforme os mesmos autores, a dieta artificial introduzida nos viveiros aumenta a abundância de poliquetas e influencia na presença de oligoquetas.

ALIMENTO EXÓGENO

As dietas artificiais ou rações estão diretamente relacionadas a questões econômicas, ambientais e de sanidade. Quando são de boa qualidade e bem manejadas, promovem adequadamente o incremento do fitoplâncton, que pode ser mais disponibilizado pelas dietas do que pela fertilização por conterem nitrogênio e fósforo (BOYD, s.d.). Rações nutricionalmente inadequadas, de formulação e elaboração deficientes, associadas à má utilização, provocam alterações na qualidade da água e do solo dos viveiros. Estas alterações também resultam em perdas econômicas, já que a qualidade da água está relacionada com o apetite, crescimento, resistência a doenças e sobrevivência dos animais (BOYD, 1997), e, em problemas ambientais.

As rações e o seu manejo inadequado têm sido identificados como o poluente mais importante na composição dos efluentes de viveiros (LAWRENCE et al., 2003). Segundo Martinez-Cordova et al. (1998), a presença de alimento vivo nos ambientes de cultivo reduz a quantidade de alimento artificial não consumido disponível, diminuindo a degradação da qualidade da água.

FERTILIZAÇÃO E MANEJO

O incremento de alimento natural pode ser estimulado através da fertilização por adição de nutrientes, com uso de fertilizantes inorgânicos e/ou orgânicos que aumentam a disponibilidade de nutrientes no meio aquático (HANSEN et al., 2003; LANDAU, 1991), estimulando a produtividade primária (CORREIA, 1998). No contexto da qualidade da água, nutrientes referem-se àquelas moléculas que podem ser utilizadas pelas plantas aquáticas (LANDAU, id), incluindo oxigênio, hidrogênio, carbono, fósforo, nitrogênio, enxofre, cálcio, magnésio, zinco, potássio, fósforo, sódio, ferro, manganês e cobre, além de outros micronutrientes, sendo que nos viveiros de aquicultura o nitrogênio e o fósforo são mais importantes (BOYD, 2003). Os nutrientes dos fertilizantes são incorporados à biomassa (fitoplâncton e zooplâncton) e, através de uma complexa rede de assimilação e reciclagem, chegam aos organismos cultivados (MISCHKE; ZIMBA, 2004).

O uso de fertilizantes inorgânicos promove o incremento das microalgas e os fertilizantes orgânicos suplementam as fontes de carbono, beneficiando o

crescimento de bactérias e organismos bentônicos e também estimulando o crescimento do fitoplâncton (BURFORD et al., 2003; CORREIA, 1998; QIN et al., 1995).

Dentre os nutrientes presentes em fertilizantes inorgânicos ou químicos, os mais requeridos para promover o incremento de fitoplâncton são o nitrogênio (N), o fósforo (P) e, para as microalgas diatomáceas, a sílica (Si). Nos fertilizantes, o nitrogênio está presente na forma de uréia, amônio ou nitrato; o fósforo como ortofosfato ou polifosfato (BOYD, 2003); e a sílica ocorre na forma de silicato. Após dissolverem-se na água, os fertilizantes começam a liberar seus nutrientes.

As formas nitrogenadas importantes no meio aquático são: o nitrato (NO_3^-) – forma valiosa e de rápida absorção, utilizado na síntese protéica e incorporado pelas células vegetais; o nitrito (NO_2^-) – produto da denitrificação do nitrato, comum em águas poluídas, porém incomum em águas oxigenadas; e amônia (NH_3) e/ou amônio (NH_4^+) – último produto da denitrificação, encontrada onde há decomposição de matéria orgânica (KLEEREKOPER, 1990).

A forma solúvel disponível do fósforo são os fosfatos, também com importante papel para a produtividade biológica da água, porém não havendo necessidade de introdução de grandes quantidades, já que se tornam disponíveis naturalmente com a morte do zooplâncton e, quando em níveis elevados, são indicativo de poluição (KLEEREKOPER, 1990).

A sílica ocorre na água principalmente sob a forma de silicato inorgânico, importante na composição das membranas silicosas de microalgas diatomáceas (KLEEREKOPER, op. cit).

Além dos fertilizantes inorgânicos, os viveiros de cultivo podem ser fertilizados com adubos orgânicos (naturais), os quais podem ser de origem animal (esterco e/ou subprodutos) ou vegetal (farelos de alfafa, de trigo, algodão, etc.). A decomposição dos fertilizantes de origem vegetal libera dióxido de carbono, que são usados diretamente na fotossíntese, além de beneficiar o crescimento de organismos bentônicos (AVALT JR, 1996). Os fertilizantes orgânicos também podem servir como fonte direta de alimento para os organismos cultivados (CORREIA, 1998).

O farelo de trigo é um subproduto do trigo, basicamente composto pelo tegumento que envolve o grão, apresentando altos teores de potássio (K) e fósforo (P) (www.globalsite.com.br). Comparado com outros subprodutos de origem vegetal,

o farelo de trigo apresenta 1,24% de P, enquanto que o farelo de soja e o farelo de algodão apresentam 0,67% e 1,10%, respectivamente (CAMPOS, 1981 apud NICODEMO, 1999). Devido as suas características nutricionais e energéticas, o farelo de trigo vem sendo utilizado em grande escala na composição de suplementos alimentares (www.globalsite.com.br).

A fertilização dos ambientes de cultivo pode se dar utilizando somente fertilizantes inorgânicos ou orgânicos, ou ainda a combinação de ambos. Ludwig et al. (1998) apud Mischke e Zimba (2004), observaram uma resposta planctônica satisfatória nos viveiros de produção de “catfish”, recomendando como tratamento, fertilizantes inorgânicos (5,4 kg.ha⁻¹ N; 7,1 kg.ha⁻¹ P) e uma aplicação de 280 kg.ha⁻¹ de fertilizantes orgânicos (farelo de arroz, farelo de semente de algodão ou péletes de alfafa).

A adição de fertilizantes em viveiros de cultivo é uma prática comum na aqüicultura, porém a taxa e freqüência ideais de fertilização, a proporção de nutrientes e o uso de diferentes fertilizantes variam conforme o ambiente, podendo ser testados até que seja encontrado um programa mais adequado para cada local (BOYD, s.d.).

Segundo Correia (1998), o efeito da fertilização também pode estar condicionado à acidez, alcalinidade e dureza da água e/ou do solo, que podem ser corrigidos através de calagem utilizando cal hidratada [Ca(OH)₂], calcário calcítico (CaCO₃) ou dolomítico [CaMg(CO₃)₂] aplicados diretamente no fundo do viveiro ou dissolvido e espalhado na água, antes de iniciar a aplicação de fertilizantes.

Ao contrário da fertilização, a renovação da água nos ambientes de cultivo remove nutrientes e plâncton e reduz a eficiência da fertilização, entretanto os fertilizantes devem ser usados com cuidado para prevenir o crescimento demasiado do plâncton (BOYD, s.d.). O melhor manejo do plâncton evita constante trocas de água que, por sua vez, reduz o nível de descarga de efluentes, minimizando a degradação dos ambientes aquáticos adjacentes aos cultivos (ARANA, 1999).

VARIÁVEIS DE QUALIDADE DA ÁGUA

Além de avaliações quanto à qualidade química e biológica da água, as variáveis físicas também são de suma importância para a produtividade biológica, já que qualquer característica que afete a sobrevivência, reprodução, crescimento ou

manejo das espécies aquáticas é uma variável da qualidade da água (BOYD, s.d.). Comumente as variáveis mais controladas e mensuradas em aqüicultura são transparência, temperatura, oxigênio dissolvido, pH, alcalinidade, salinidade e dureza porque afetam a produtividade e os ciclos biogeoquímicos (LANDAU, 1991).

A transparência da água está relacionada com a turbidez, podendo ser afetada pela qualidade e quantidade de plâncton, bem como por suspensões vivas ou mortas ou por matéria inorgânica, que podem limitar o desenvolvimento de uma microvegetação no fundo pela deficiência de luz (KLEEREKOPER, 1990; BOYD, s.d.). A turbidez proveniente do fitoplâncton é a mais importante, pois este participa da teia alimentar, de forma que águas transparentes podem significar pouca quantidade de alimento natural (BOYD, id.).

À temperatura estão diretamente relacionados os processos biológicos, ritmo metabólico e reprodução dos organismos, além de interferir no ritmo dos processos químicos da água (KLEEREKOPER, op. cit.; BOYD, op. cit.). Águas com temperatura mais elevada, como as de regiões tropicais, favorecem a solubilidade dos fertilizantes e a elevação das taxas de consumo de oxigênio dissolvido pela matéria orgânica em decomposição (BOYD, id.).

O oxigênio dissolvido é considerado uma das variáveis mais críticas pois afeta diretamente a sobrevivência e resistência dos organismos, oscilando diariamente em função da atividade fotossintética, maior fonte de oxigênio, e da vegetação bentônica (LANDAU, op. cit.). O déficit de oxigênio dissolvido na água acarreta no comprometimento das funções vitais dos organismos cultivados, aumenta a suscetibilidade a patógenos, afeta a ciclagem dos nutrientes, propiciando o aumento de compostos tóxicos (AVAVULT JR, 1996). Para evitar ou minimizar efeitos críticos dos baixos níveis de oxigênio em ambientes de cultivo é comum a utilização de sistemas de aeração (LANDAU, id.).

O pH, ou seja, a concentração de íons de hidrogênio, indica quão ácida ou básica é a água e pode ser afetado pela atividade fitoplanctônica, havendo uma flutuação do pH conforme a atividade fotossintética (LANDAU, op. cit.; BOYD, op. cit.). A variação do pH afeta o balanço entre formas ionizadas e não ionizadas, alterando o índice de excreção e toxicidade da amônia (LAWRENCE et al., 2003).

A alcalinidade, concentração de carbonatos (CO_3^{2-}) e bicarbonatos (HCO_3^-) na água, é importante tanto para a fotossíntese quanto pela capacidade de manutenção do tamponamento, já que a presença de carbonatos ou bicarbonatos livres na água

está relacionada às oscilações do pH (AVAULT JR, 1996). Conforme Boyd (s.d.), em águas estuarinas normalmente os valores de alcalinidade já são elevados, demandando pouco manejo.

A boa qualidade da água de cultivo favorece o crescimento dos camarões, diminui a necessidade de trocas de água, além de minimizar o impacto dos efluentes nos corpos d'água adjacentes. Isto pode ser alcançado otimizando suas características físicas, disponibilidade de nutrientes, manejo de ração, troca de água reduzida a zero e conhecimento dos fatores bióticos que afetam o ecossistema (LAWRENCE et al., 2003).

AMBIENTE DE CULTIVO X AMBIENTE NATURAL

Há uma evidente relação entre os ambientes de cultivo e o ecossistema circundante, já que quanto mais deteriorado estiver o ambiente natural, mais inviável torna-se o cultivo (ARANA, 1999). O maior conforto dos organismos cultivados depende diretamente da qualidade da água captada para os cultivos e do manejo desta; perturbações ambientais conferem algum tipo de estresse aos organismos, podendo ser significativas ao ponto de provocar grandes mortalidades (ARANA, id).

Segundo o mesmo autor, quando o ambiente de cultivo e o ambiente circundante estão em boas condições, os organismos permanecem em estado de conforto, favorecendo a produção. À medida que o ambiente estiver sendo deteriorado e o cultivo não for bem manejado, o sistema passa a tornar-se desconfortável, aumentando gradativamente o nível de estresse dos organismos e, conseqüentemente, estagnando ou diminuindo a produção (Figura 1).

Do ponto de vista ambiental, quando a aqüicultura é praticada de modo sustentável, preservando a boa qualidade da água e do seu entorno, mantém a atividade num horizonte temporal muito longo (ARANA, 1999).

Assim sendo, estudos que auxiliem na compreensão da dinâmica dos ambientes de cultivo, forneçam alternativas para manejos alimentares visando, além de aspectos econômicos, aumentarem a sustentabilidade dos cultivos, podem contribuir para o desenvolvimento da carcinicultura em compatibilidade com o meio ambiente.

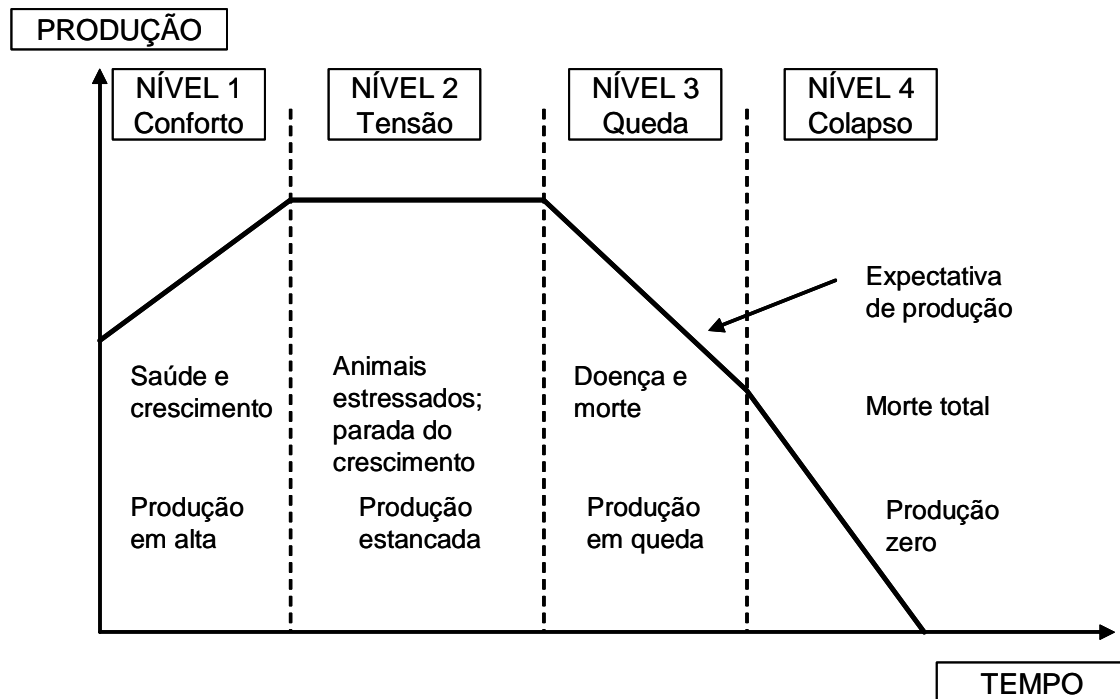


Figura 1 – Evolução da expectativa de produção de acordo com os diferentes níveis de qualidade ambiental (Fonte: Arana, 1999).

Dentro desse contexto, o conhecimento da influência do alimento natural nos ambientes de cultivo e seu incremento, através de estratégias de fertilização, podem contribuir para um manejo alimentar adequado, reduzindo os custos de produção e aumentando a sustentabilidade da carcinicultura.

Com base no exposto, o presente trabalho teve como objetivos:

- avaliar as variáveis físico-químicas da água em relação aos fertilizantes inorgânicos e orgânico (farelo de trigo);
- analisar qualitativa e quantitativamente as comunidades planctônica e bentônica presentes em função de cada fertilizante e à presença de camarões;
- analisar a influência dos fertilizantes no crescimento e sobrevivência dos camarões;
- verificar a possibilidade de redução da dieta artificial, e;
- determinar o custo para cada fertilizante.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. LOCAL DE EXECUÇÃO

O presente trabalho foi realizado na Estação de Aqüicultura Continental Professor Johei Koike do Departamento de Pesca da UFRPE, Recife, PE, de 27 de julho a 22 de outubro de 2004, perfazendo um total de 88 dias, que compreende ao período aproximado de um ciclo de cultivo.

2.2. DESENHO EXPERIMENTAL

O experimento foi realizado no interior de um galpão coberto com telhas transparentes, em 12 tanques circulares de fibra de vidro com capacidade de 500 L, 0,75 m² de área de fundo, com aproximadamente 0,46 m de coluna d'água, 0,05 m de sedimento e aerados individualmente. Foi adotado um delineamento inteiramente casualizado, com quatro tratamentos e três repetições (Figuras 2 e 3):

Tratamento 1 – CP: Controle (fertilizantes inorgânicos) povoado com 30 juvenis.tanque⁻¹, o que corresponde a 40 juvenis.m⁻² (T 17, T 21, T 23);

Tratamento 2 – CNP: Controle (fertilizantes inorgânicos) não-povoado (T 02, T 04, T 14);

Tratamento 3 – TP: Farelo de trigo (fertilizante orgânico) povoado com 30 juvenis.tanque⁻¹, o que corresponde a 40 juvenis.m⁻² (T 03, T 18, T 20); e,

Tratamento 4 – TNP: Farelo de trigo (fertilizante orgânico) não-povoado (T 06, T 08, T 22).

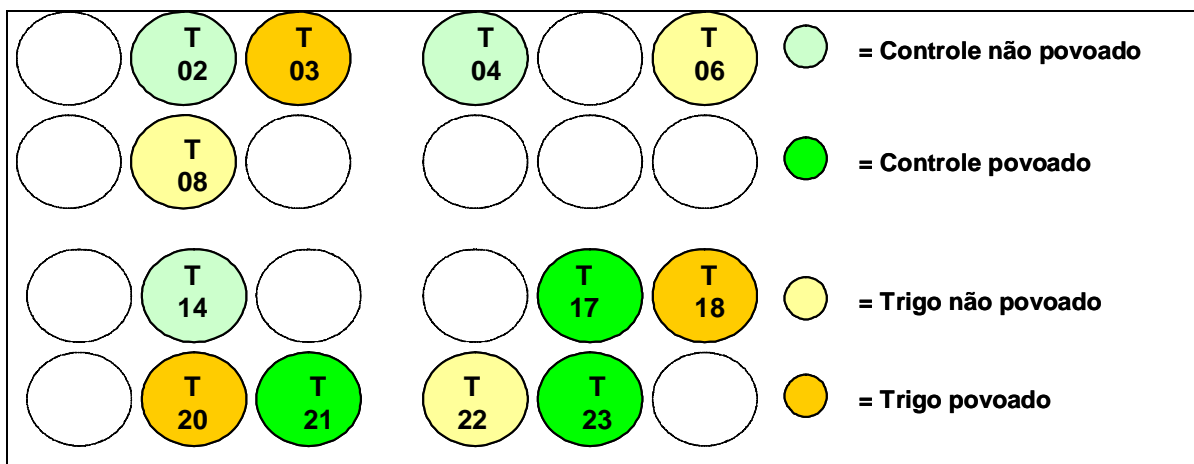


Figura 2 – Croqui do delineamento experimental.



Figura 3 – Vista geral dos tanques do cultivo experimental de *L. vannamei*.

2.3. PROCEDIMENTOS EXPERIMENTAIS

2.3.1. SEDIMENTO

O sedimento foi depositado no fundo dos tanques, numa espessura de 5 cm, visando simular viveiros de carcinicultura. Este foi proveniente da Fazenda de Carcinicultura Miramar, Ponta de Pedras, PE, de um único viveiro, o qual tinha desenvolvido um ciclo de cultivo. Antes de ser depositado nos tanques, o sedimento foi misturado propiciando uma homogeneidade dos organismos bentônicos entre os tanques e tratado com calcário dolomítico (200g.tanque^{-1} , que corresponde à 266g.m^{-2}) para correção do pH.

Ao final do experimento foi retirada uma amostra do sedimento para análise da matéria orgânica, conforme A.P.H.A. (1995).

2.3.2. ABASTECIMENTO DOS TANQUES

Todos os tanques foram abastecidos com uma mistura de água do mar proveniente da Fazenda de Carcinicultura Miramar e da Tecmares Maricultura, Porto de Galinhas, Ipojuca, PE. Esta mistura foi necessária devido à baixa salinidade da água proveniente da Fazenda Miramar, sendo ambas desprovidas de tratamentos

químicos em seus locais de origem. Depois de todos os tanques abastecidos e equiparada a salinidade em 25, foi realizada uma análise inicial das comunidades planctônicas presentes, antes da primeira fertilização.

Durante todo o experimento não houve troca de água, somente manutenção do nível dos tanques e da salinidade com água doce da própria Estação de Aqüicultura.

2.3.3. FERTILIZAÇÃO

O manejo de fertilização de todos os tratamentos foi quinzenal, ajustado conforme a disponibilidade dos resultados das análises da qualidade da água, visando manter os níveis adequados de nutrientes recomendados por Boyd (s.d.).

a. CONTROLE (FERTILIZANTES INORGÂNICOS)

Nos tratamentos CP e CNP foram utilizados fertilizantes inorgânicos em uma proporção de 2,2 N:1P:6 Si, aplicando-se 3 mg.L⁻¹ de Uréia (45% de N), 5 mg.L⁻¹ de Monoamônio Fosfato (MAP – 11% de N e 48% de P₂O₅) e 24 mg.L⁻¹ de Metassilicato de Sódio (20,2% de SiO₂) na primeira fertilização. Antes de aplicados, os fertilizantes foram previamente dissolvidos e diluídos.

b. FARELO DE TRIGO (FERTILIZANTE ORGÂNICO)

O farelo de trigo foi aplicado diretamente nos tratamentos TP e TNP, em uma quantidade de 20 g.tanque⁻¹, que corresponde a 26,7 g.m⁻² (FERREIRA et al., 2003). Este subproduto do trigo apresenta cerca de 16% de proteína bruta, 4,5% de extrato etéreo, 10% de fibra bruta e 0,91% de fósforo total, resultando numa proporção de 2,8 N:1P.

2.3.4. POVOAMENTO

Os juvenis de *Litopenaeus vannamei* foram provenientes da Fazenda de Carcinicultura Miramar, com peso inicial de, aproximadamente, 2,5 g.

Após a aclimação de temperatura, pH e salinidade, os camarões foram selecionados, contados e transferidos diretamente para os tanques em uma densidade de 30 ind. tanque⁻¹, que corresponde a 40 ind.m⁻² (Figuras 4 e 5).



Figura 4 – Aclimação dos juvenis de *L. vannamei* para povoamento dos tanques experimentais.

2.3.5. ALIMENTAÇÃO

O arraçoamento foi padrão para todos os tratamentos (CP e TP), com ração comercial peletizada contendo 35% de proteína bruta, fornecida três vezes ao dia (08:00, 12:00 e 16:00 horas) em comedouros plásticos (bandejas). Cada tanque povoado continha um comedouro central submerso localizado através de uma bóia (Figura 6).

Para o primeiro arraçoamento tomou-se como referência 8% da biomassa do tanque por dia, dividida em três horários, calculada com base na matéria seca. Posteriormente, foram realizados ajustes diários da quantidade de ração a ser fornecida, antes da primeira alimentação do dia, para cada tanque, conforme a sobra ou falta desta no comedouro. Quando restava de um a dois pélets de ração, a quantidade era mantida; de dois a cinco pélets, a quantidade era diminuída em 10% do total; de cinco a oito, diminuída em 20% e, acima disto, diminuída em 50%. Quando não havia sobra de ração no comedouro havia um acréscimo de 10%.



Figura 5 – Juvenis de *L. vannamei* selecionados para o povoamento dos tanques experimentais.



Figura 6 – Comedor identificado individualmente com flutuador utilizado no cultivo experimental de *L. vannamei*.

2.4. VARIÁVEL AMBIENTAL E QUALIDADE DA ÁGUA

Os valores de temperaturas ambientais mínima e máxima foram registrados diariamente, às 08 horas, através de termômetro de mercúrio.

As variáveis da água como temperatura, oxigênio dissolvido e pH foram mensurados diariamente, as 08:00 e 16:00 horas, e a transparência e salinidade foram aferidos semanalmente, utilizando-se os seguintes equipamentos:

- Temperatura e oxigênio dissolvido: oxímetro YSI-55;
- pH: medidor de pH F-1002 Bernauer Aquacultura;
- Transparência da água: disco de Secchi; e,
- Salinidade: refratômetro de salinidade Atago S-10E.

Amostras de água de cada tanque foram coletadas quinzenalmente para as análises de alcalinidade, nitrito, nitrato, nitrogênio amoniacal (NH_3 e NH_4^+), silicato, ortofosfato e clorofila-a, as quais foram realizadas no Laboratório de Limnologia do Departamento de Pesca. As determinações de nitrito e nitrato seguiram os Métodos de Bendorichneider; Robinson (1952) apud Golterman (1978) e de Mackereth et al. (1978), respectivamente. Os níveis de nitrogênio amoniacal foram determinados segundo Koroleff (1976) e o silicato segundo Golterman et al. (1978). A determinação de alcalinidade, ortofosfato e clorofila-a foram conforme A.P.H.A. (1995), o Método de Nusch (1988) e o Método de Felföldy et al. (1987), respectivamente.

Nos meses de setembro e outubro foram realizadas análises nictemerais em cada tanque, com acompanhamento da variação da temperatura, pH e oxigênio dissolvido, a cada três horas, a fim de verificar suas variações durante o período noturno.

2.5. AVALIAÇÃO DO ALIMENTO NATURAL

2.5.1. COMUNIDADE PLANCTÔNICA

As coletas de plâncton foram realizadas quinzenalmente. Para cada tanque foi coletada uma amostra de um litro de água através de um recipiente de boca larga, no sentido fundo-superfície (coluna d'água), acondicionada em recipiente previamente identificado e fixada com formol tamponado com bórax a 4%. Após 24 horas de decantação foram retirados 250 mL do decantado da amostra e transferidos para outro recipiente previamente identificado.

Em laboratório, foram realizadas as análises quali-quantitativas do fitoplâncton e zooplâncton. De cada amostra foram retiradas e analisadas alíquotas

de 1,0 mL do fundo do recipiente para identificação e contagem do fitoplâncton (n° células.mL⁻¹) e zooplâncton (ind.mL⁻¹). Ambas as comunidades foram identificadas e contadas através do método direto conforme Newell; Newell (1963).

As identificações e contagens foram realizadas com utilização de microscópio óptico Carl Zeiss Jena e embasadas nas bibliografias especializadas de Boltovskoy (1981), Streble; Krauter (1987), Cunha; Eskinazi-Leça (1990) e Tomas (1996).

2.5.2. COMUNIDADE BENTÔNICA

a. FITOBENTOS E MEIOBENTOS

As coletas foram realizadas quinzenalmente, coletando-se aproximadamente um centímetro da lâmina superficial do sedimento, através de recipientes plásticos, previamente identificados. As amostras foram fixadas com formol tamponado a 4%.

Em laboratório, foram realizadas as análises quali-quantitativas do fito e meiobentos. De cada amostra homogeneizada foram retiradas e analisadas alíquotas de 1,0 mL para identificação e contagem do fitobentos (n° células.mL⁻¹) e meiobentos (ind.mL⁻¹). Ambas as comunidades foram identificadas e contadas através do método direto conforme Newell; Newell (1963).

As identificações, ao nível de gênero e grupo, e contagens foram realizadas com utilização de microscópio óptico Carl Zeiss Jena e embasadas nas bibliografias especializadas de Brusca; Brusca (2003), Tomas (1996), Cunha; Eskinazi-Leça (1990), Streble; Krauter (1987) e Boltovskoy (1981).

b. MACRO-INVERTEBRADOS

As coletas de macro-invertebrados foram realizadas mensalmente através de um coletor de PVC de 0,0028 m², o qual foi introduzido no sedimento, até tocar no fundo do tanque, para retirada de uma amostra de cada tanque. As amostras foram acondicionadas em sacos plásticos previamente etiquetados, coradas com rosa de bengala e fixadas com formol a 10%.

Posteriormente, as amostras foram triadas em peneiras "Mesh Tyler" com malha de 0,50 e 0,062 mm, respectivamente. Os organismos retidos nas peneiras

foram separados individualmente e acondicionados em potes previamente identificados, com formol a 4%.

As identificações e contagens foram realizadas com utilização de microscópio óptico Carl Zeiss Jena e microscópio estereoscópico e embasadas nas bibliografias especializadas de Brusca; Brusca (2003).

2.6. AVALIAÇÃO DO CRESCIMENTO DOS CAMARÕES

O crescimento dos camarões foi acompanhado através de biometrias quinzenais para avaliar o crescimento, em peso (g) e comprimento (cm).

Os camarões foram coletados com auxílio de um puçá e transferidos para baldes com água do próprio tanque. De cada tanque foram retiradas amostras correspondentes a 30% da população.

Em laboratório foram medidos o comprimento padrão (da margem da órbita à extremidade do telson) e o peso, através de uma régua milimétrica e balança de precisão de 0,1g, respectivamente. Imediatamente após a biometria os indivíduos foram transferidos para seus respectivos tanques.

A Taxa de Crescimento Específico (TCE) e a Conversão Alimentar Aparente (CA) foram avaliadas segundo as equações:

$$TCE = 100 (\ln \text{ peso final} - \ln \text{ peso inicial}) / \text{duração do cultivo, e;}$$

$$CA = \text{total de alimento fornecido em peso seco} / \text{ganho de biomassa em peso úmido}$$

2.7. CUSTO DOS FERTILIZANTES

O custo de cada fertilizante foi calculado com base no preço de mercado, em função das quantidades utilizadas na fertilização inicial, que foi a mesma para os tratamentos CP e CNP, e TP e TNP.

2.8. ANÁLISE ESTATÍSTICA

O teste de normalidade de Shapiro-Wilk e o teste de homocedasticidade de Bartlett, ao nível de significância de 0,05, foram efetuados para verificar a normalidade da amostra e a homogeneidade das variâncias, respectivamente.

O teste t de Student foi executado para verificar se houve diferença entre o valor inicial e a amplitude de variação da salinidade.

Para analisar as variáveis de qualidade da água foi executado o teste de análise de variância - ANOVA 1 Critério para determinar se houve diferenças entre os tratamentos (CP, CNP, TP e TNP) e entre os meses de experimento (agosto, setembro e outubro), ao nível de significância de 0,05 (ZAR, 1996).

O teste de análise de variância - ANOVA 2 Critérios foi executado para determinar se existiram diferenças entre os tratamentos, entre os meses de experimento e entre os taxa ou grupos, ao nível de significância de 0,05 (ZAR, 1996).

Quando necessário, a análise de variância foi completada pelo Teste de Tukey (teste de comparação de médias), ao nível de significância de 0,05. Quando a ANOVA mostrou haver diferença significativa entre as variáveis e o Teste de Tukey não conseguiu detectá-la, foi utilizado o Teste LSD-t (Least Significant Difference) de comparação de médias, ao nível de significância de 0,05.

O crescimento dos camarões foi analisado através de regressão (peso x comprimento) para cada tratamento, segundo a equação: $y = a + bx$;

onde:

y = peso;

x = comprimento.

2.9. NORMALIZAÇÃO DO TEXTO

A normalização das referências bibliográficas seguiu as recomendações da Associação Brasileira de Normas Técnicas (ABNT - NBR 6023:2002 e NBR 14724:2002). Demais orientações necessárias não esclarecidas pela ABNT foram consultadas em Oliveira (2003).

3. RESULTADOS

A temperatura ambiente ao longo do período variou de 20 a 37 °C (Figura 7).

As temperaturas mínima e máxima registradas variaram de 20 a 26 °C, e de 26 a 37 °C, respectivamente, com valor mínimo registrado em julho (2º dia) e máximo em outubro (74º dia) (Tabela 1).

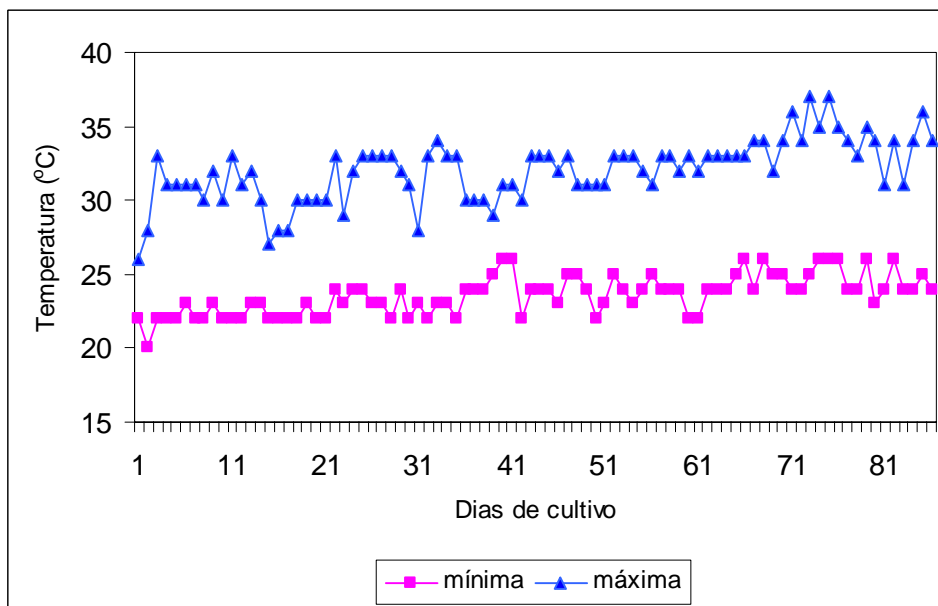


Figura 7 – Variação da temperatura ambiente durante o período experimental.

Tabela 1 – Temperaturas mínima e máxima do ar durante o período experimental.

Período	Temperatura mínima (°C)			Temperatura máxima (°C)		
	Amplitude	Moda	Média ± DP*	Amplitude	Moda	Média ± DP*
Julho	20 - 25	22	22,2 ± 1,7	25 - 33	amodal	28,6 ± 3,3
Agosto	22 - 24	22	22,6 ± 0,7	27 - 34	33	31,1 ± 1,8
Setembro	22 - 26	24	23,9 ± 1,1	29 - 33	33	31,8 ± 1,2
Outubro	23 - 26	24	24,8 ± 0,9	31 - 37	34	34,1 ± 1,6

* Desvio Padrão.

3.1. QUALIDADE DA ÁGUA

A temperatura da água ao longo do período variou de 22,5 a 32,6 °C, com o valor mínimo registrado no período da manhã e o máximo à tarde, em julho e outubro, respectivamente, conforme as oscilações da temperatura ambiente. Os dados de amplitude, moda e média da temperatura da água durante todo o período, pela manhã (08:00 h) e à tarde (16:00 h), estão apresentados na Tabela 2.

Tabela 2 - Amplitude, moda e média da temperatura da água (°C) durante todo o período experimental, pela manhã e à tarde.

	Período Experimental	Manhã	Tarde
Amplitude	22,5 - 32,6	22,5 - 29,3	23,3 - 32,6
Moda	27,3	27,3	29,3
Média ± DP*	28,8 ± 1,9	26,5 ± 1,1	29,3 ± 1,6

* Desvio Padrão.

A salinidade, inicialmente equiparada em 25 em todos os tanques, variou de 20 a 29 durante o período experimental (média = 24; moda = 25), não havendo diferença significativa do valor inicial ($n = 174$, $P = 0,0000$, $t = -4,2164$).

A amplitude, moda e média das variáveis de qualidade da água mensuradas estão apresentadas na Tabela 3 e discriminadas, por tratamento, na Tabela 4.

3.1.1. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP) X FERTILIZANTE ORGÂNICO (TNP E TP)

Na comparação dos dados abióticos entre os tratamentos CNP (controle não povoado) e TNP (trigo não povoado), o oxigênio dissolvido e pH foram significativamente maiores no CNP ($P = 0,0150$; $P = 0,0154$, respectivamente) e a transparência foi significativamente maior no TNP ($P = 0,0067$) (Tabela 5).

Tabela 3 – Amplitude, moda e média das variáveis de qualidade da água mensuradas durante o período experimental.

Variáveis	Amplitude	Moda	Média ± DP*
Oxigênio dissolvido (mg.L ⁻¹)	2,90 – 9,60	6,10	6,33 ± 1,04
pH	5,70 – 8,70	7,40	7,39 ± 0,42
Transparência (cm)	6,00 – 46,00	-	-
Alcalinidade (mg.L ⁻¹ de CaCO ₃)	29,00 – 182,00	135,00	111,61 ± 36,77
Nitrato (mg.L ⁻¹)	ND** – 8,27	amodal	0,58 ± 1,48
Nitrito (mg.L ⁻¹)	ND** – 0,57	0,001	0,07 ± 0,17
Amônia total (mg.L ⁻¹)	ND** – 1,54	ND**	0,11 ± 0,24
Ortofosfato (mg.L ⁻¹)	0,001 – 1,96	0,004	0,23 ± 0,32
Clorofila-a (mg.L ⁻¹)	0,002 – 3,52	0,007	0,43 ± 0,68
Silicato (mg.L ⁻¹)	0,13 – 2,29	amodal	0,82 ± 0,47

* Desvio Padrão; ** Não Detectável.

Quanto aos nutrientes nos tratamentos CNP e TNP, somente a alcalinidade e ortofosfato apresentaram diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,0402$ e $P = 0,0000$, respectivamente) (Tabela 6); nitrato ($P = 0,6521$), nitrito ($P = 0,4929$), amônia total ($P = 0,6283$) e clorofila-a ($P = 0,8137$) não diferiram significativamente. Ao longo do cultivo, alcalinidade ($P = 0,0001$), nitrato ($P = 0,0000$), nitrito ($P = 0,0008$) e clorofila-a ($P = 0,0171$) (Tabela 7) diferiram significativamente, porém a amônia total ($P = 0,1318$) e ortofosfato ($P = 0,3462$) não diferiram significativamente.

Comparando os tratamentos CP (controle povoado) e TP (trigo povoado), o oxigênio dissolvido foi significativamente maior no TP ($P = 0,0016$), o pH foi significativamente maior no CP ($P = 0,0145$) (Tabela 8) e a transparência não apresentou diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,1158$).

Comparando os nutrientes entre TP e CP, os nutrientes analisados não apresentaram diferença significativa entre os tratamentos: alcalinidade ($P = 0,4185$), nitrato ($P = 0,7382$), nitrito ($P = 0,6988$), amônia total ($P = 0,5946$), ortofosfato ($P = 0,0910$) e clorofila-a ($P = 0,2821$).

Ao longo do cultivo, nitrato ($P = 0,1641$) e amônia total ($P = 0,5812$) não diferiram significativamente, ao contrário da alcalinidade ($P = 0,0000$), nitrito ($P = 0,0043$), ortofosfato ($P = 0,0006$) e clorofila-a ($P = 0,0435$) (Tabela 9).

Tabela 4 - Anexo

Tabela 5 – Médias do oxigênio dissolvido, pH e transparência nos tratamentos CNP e TNP.

Tratamentos	Oxigênio Dissolvido (mg.L ⁻¹)*	pH*	Transparência (cm)*
CNP	6,6937 ^A	7,6768 ^A	39,3530 ^A
TNP	6,5483 ^B	7,5494 ^B	44,8670 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 6 – Médias da alcalinidade e ortofosfato nos tratamentos CNP e TNP.

Tratamentos	Alcalinidade (mg.L ⁻¹ de CaCO ₃)*	Ortofosfato (mg.L ⁻¹)*
TNP	112,1700 ^A	0,0141 ^A
CNP	91,1390 ^B	0,1567 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 7 – Médias temporais da alcalinidade, nitrato, nitrito e clorofila-a entre os tratamentos não-povoados (CNP e TNP).

Período Experimental	Alcalinidade (mg.L ⁻¹ CaCO ₃)*	Nitrato (mg.L ⁻¹)*	Nitrito (mg.L ⁻¹)*	Clorofila-a (mg.L ⁻¹)*
Agosto (quinzena 1)	117,830 ^A	0,0033 ^C	0,001 ^{AB}	0,2060 ^A
Agosto (quinzena 2)	133,080 ^A	0,1385 ^A	0,003333 ^A	0,0223 ^B
Setembro (quinzena 1)	108,750 ^{AB}	0,0968 ^B	0,0003333 ^{AB}	0,0382 ^{AB}
Setembro (quinzena 2)	106,580 ^{AB}	0,0000 ^C	0,0005 ^B	0,0458 ^{AB}
Outubro (quinzena 1)	72,583 ^B	0,0001667 ^C	0,001333 ^B	0,1435 ^{AB}
Outubro (quinzena 2)	71,083 ^B	0,0008333 ^C	0,002167 ^B	0,0175 ^B

* Letras diferentes indicam diferenças entre os períodos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 8 – Médias do oxigênio dissolvido e pH nos tratamentos CP e TP.

Tratamentos	Oxigênio Dissolvido (mg.L ⁻¹)*	pH*
CP	5,9257 ^A	7,2224 ^A
TP	6,1575 ^B	7,1614 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 9 – Médias temporais da alcalinidade, nitrito, ortofosfato e clorofila-a entre os tratamentos povoados (CP e TP).

Período	Alcalinidade (mg.L ⁻¹ de CaCO ₃)*	Nitrito (mg.L ⁻¹)*	Ortofosfato (mg.L ⁻¹)*	Clorofila-a (mg.L ⁻¹)*
Agosto (quinzena 1)	137,830 ^A	0,0025 ^B	0,1168 ^{BC}	0,0603 ^B
Agosto (quinzena 2)	164,500 ^A	0,0025 ^B	0,0553 ^C	0,5122 ^{AB}
Setembro (quinzena 1)	140,830 ^A	0,1830 ^{AB}	0,2320 ^{ABC}	1,2508 ^{AB}
Setembro (quinzena 2)	136,750 ^A	0,0650 ^B	0,4875 ^{AB}	1,4657 ^A
Outubro (quinzena 1)	83,250 ^B	0,2008 ^{AB}	0,5083 ^A	0,8468 ^{AB}
Outubro (quinzena 2)	66,333 ^B	0,4235 ^A	0,5592 ^A	0,6968 ^{AB}

* Letras diferentes indicam diferenças entre os períodos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Quanto à matéria orgânica, não houve diferença significativa entre os fertilizantes inorgânicos e orgânico ($P = 0,4737$).

3.1.2. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP)

Comparando as variáveis entre os tratamentos e entre os períodos de cultivo, o oxigênio dissolvido foi significativamente maior no CNP (controle não povoado) ($P = 0,0000$) (Tabela 10), e significativamente menor no mês de outubro ($P = 0,0000$) (Tabela 11).

Na comparação do pH, também houve diferença entre os tratamentos e os períodos de cultivo, sendo significativamente maior no CNP ($P = 0,0000$) (Tabela 10), e significativamente menor no mês de agosto ($P = 0,0000$) (Tabela 11).

Para a transparência, assim como oxigênio dissolvido e pH, houve diferença entre os tratamentos e durante o cultivo, sendo significativamente maior no CNP ($P = 0,0000$) (Tabela 10), com diferença significativa entre agosto e outubro ($P = 0,0008$) (Tabela 11).

Tabela 10 – Médias do oxigênio dissolvido, pH e transparência nos tratamentos CNP e CP.

Tratamentos	Oxigênio Dissolvido (mg.L ⁻¹)*	pH*	Transparência (cm)*
CNP	6,6937 ^A	7,6768 ^A	39,3530 ^A
CP	5,9257 ^B	7,2224 ^B	27,5190 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 11 – Médias temporais do oxigênio dissolvido, pH e transparência entre os tratamentos CNP e CP.

Período Experimental	Oxigênio Dissolvido (mg.L ⁻¹)*	pH*	Transparência (cm)*
Agosto	6,5296 ^A	7,3562 ^B	36,8670 ^A
Setembro	6,3389 ^A	7,4727 ^A	29,5220 ^{AB}
Outubro	5,9763 ^B	7,5422 ^A	23,9440 ^B

* Letras diferentes indicam diferenças entre os períodos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

A variação nictemeral média da temperatura, pH e oxigênio dissolvido nos tratamentos CP e CNP está representada na Figura 8. Apesar da amplitude das variáveis terem sido diferentes entre estes tratamentos, a tendência foi semelhante ao longo do período.

No tratamento CNP, a alcalinidade variou de 56,50 a 129,00 mg.L⁻¹ de CaCO₃; nitrato, nitrito e amônia total variaram de não-detectável (ND) a 0,14 mg.L⁻¹, 0,003 mg.L⁻¹ e 0,15 mg.L⁻¹, respectivamente. O ortofosfato oscilou entre 0,01 e 0,33 mg.L⁻¹, enquanto que a clorofila-*a* apresentou valores entre 0,002 e 0,51 mg.L⁻¹. O silicato variou de 0,13 a 2,03 mg.L⁻¹.

No tratamento CP, a alcalinidade oscilou de 33,00 a 169,50 mg.L⁻¹ de CaCO₃; nitrato e amônia total variaram de não-detectável (ND) a 5,77 mg.L⁻¹ e de N.D. a 0,71 mg.L⁻¹, respectivamente, enquanto que o nitrito variou de 0,001 a 0,57 mg.L⁻¹. O ortofosfato oscilou entre 0,005 e 0,98 mg.L⁻¹ e a clorofila-*a* apresentou valores entre 0,006 e 2,20 mg.L⁻¹, enquanto que o silicato variou de 0,39 a 0,95 mg.L⁻¹.

Diferente do oxigênio dissolvido, pH e transparência, a alcalinidade, nitrato, nitrito, amônia total, ortofosfato, clorofila-*a* e silicato, além de variarem entre os tratamentos, apresentaram variações entre as repetições (Figura 9).

Tratamento CP (Controle povoado)

Tratamento CNP (Controle não povoado)

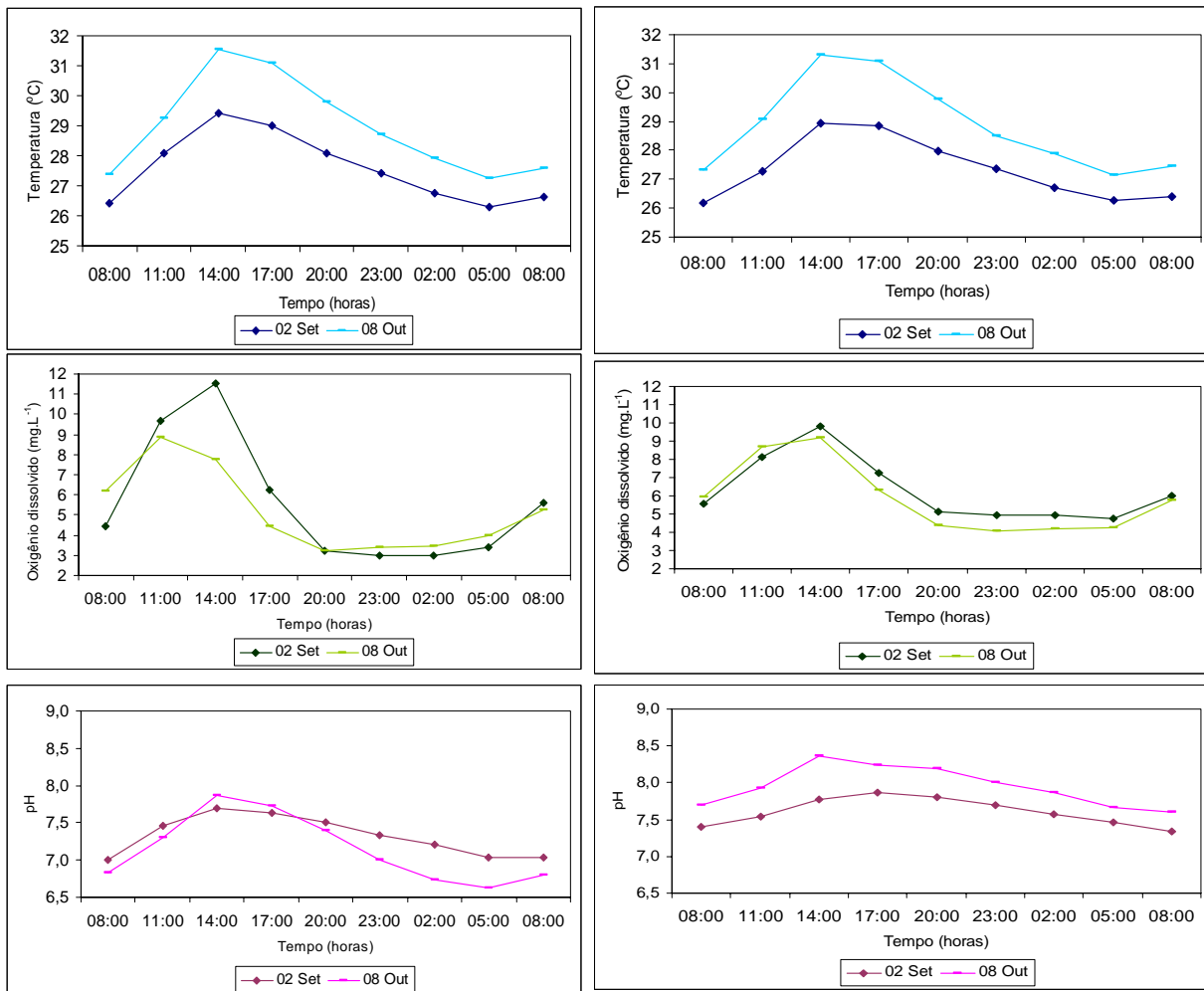


Figura 8 - Variação nictemeral média da temperatura, pH e oxigênio dissolvido nos tratamentos CP e CNP, em setembro e outubro.

Tratamento CP (Controle povoado)

Tratamento CNP (Controle não povoado)

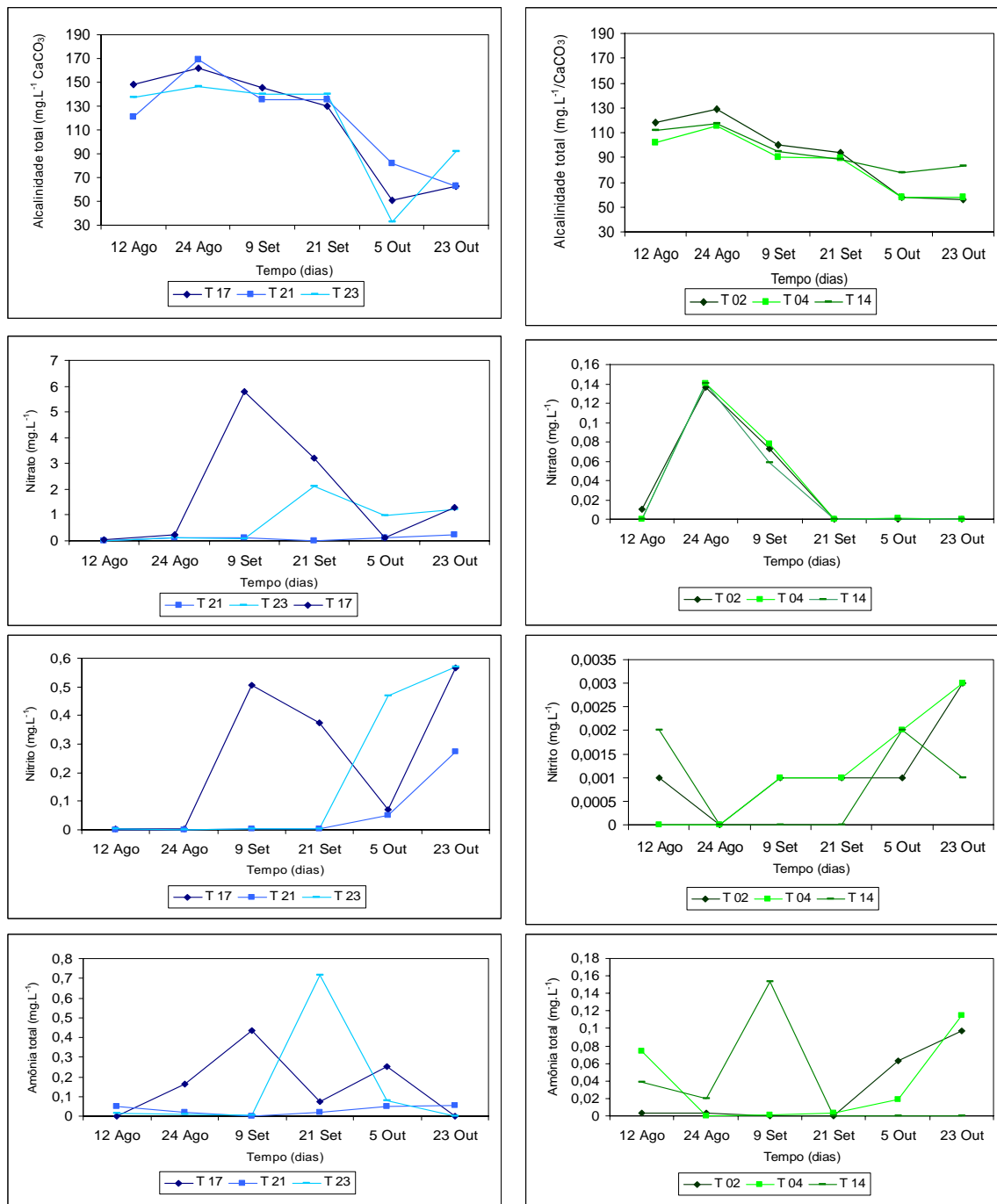


Figura 9 - Variação da alcalinidade, nitrato, nitrito, amônia total, ortofosfato, clorofila e silicato nos tratamentos CP e CNP.

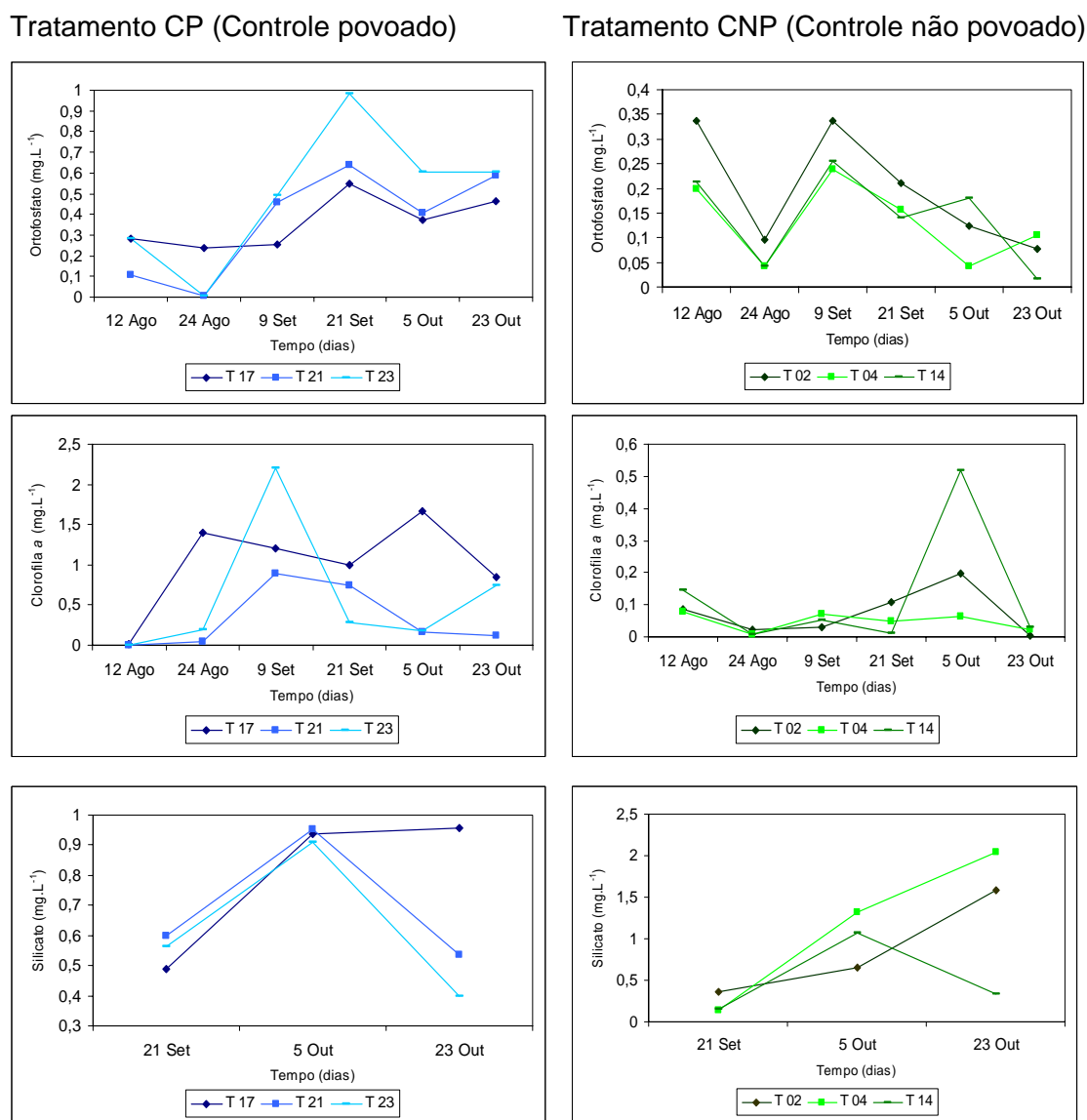


Figura 9 (continuação) - Variação da alcalinidade, nitrato, nitrito, amônia total, ortofosfato, clorofila-a e silicato nos tratamentos CP e CNP.

Comparando os nutrientes entre CP e CNP, todas as variáveis analisadas apresentaram diferença significativa entre os tratamentos: alcalinidade ($P = 0,0307$), nitrato ($P = 0,0189$), nitrito ($P = 0,0051$), amônia total ($P = 0,0420$), ortofosfato ($P = 0,0003$) e clorofila-a ($P = 0,0009$) (Tabela 12), com maiores valores no CP.

Comparando os nutrientes ao longo do cultivo, somente a alcalinidade apresentou diferença significativa ($P = 0,0000$) (Tabela 13). Nitrato ($P = 0,5068$), nitrito ($P = 0,2114$), amônia total ($P = 0,8422$), ortofosfato ($P = 0,0865$) e clorofila-a ($P = 0,4009$) não diferiram significativamente.

Tabela 12 – Médias dos nutrientes e clorofila-a nos tratamentos CP e CNP.

Tratamentos	Alcalinidade (mg.L ⁻¹ CaCO ₃)*	Nitrato (mg.L ⁻¹)*	Nitrito (mg.L ⁻¹)*	Amônia total (mg.L ⁻¹)*	Ortofosfato (mg.L ⁻¹)*	Clorofila-a (mg.L ⁻¹)*
CP	116,1400 ^A	0,9280 ^A	0,1613 ^A	0,1386 ^A	0,4072 ^A	0,6508 ^A
CNP	91,1390 ^B	0,0354 ^B	0,0010 ^B	0,0328 ^B	0,1567 ^B	0,0837 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 13 – Média temporal da alcalinidade entre os tratamentos CP e CNP.

Período Experimental	Alcalinidade (mg.L ⁻¹ de CaCO ₃)*
Agosto (quinzena 1)	122,920 ^A
Agosto (quinzena 2)	139,750 ^A
Setembro (quinzena 1)	117,500 ^A
Setembro (quinzena 2)	112,750 ^A
Outubro (quinzena 1)	59,833 ^B
Outubro (quinzena 2)	69,083 ^B

* Letras diferentes indicam diferenças entre os períodos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

A matéria orgânica variou de 0,92 a 1,75% no CNP e de 1,09 a 1,56% no CP, sem diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,5726$).

3.1.3. FERTILIZANTE ORGÂNICO (TNP E TP)

Comparando as variáveis entre os tratamentos e os períodos de cultivo, o oxigênio dissolvido foi significativamente maior no TNP (trigo não povoado) ($P = 0,0000$) (Tabela 14), e no mês de outubro ($P = 0,0493$) (Tabela 15).

Na comparação do pH, houve diferença entre os tratamentos e durante o cultivo, sendo significativamente maior no TNP ($P = 0,0000$) (Tabela 14), e significativamente menor no mês de agosto ($P = 0,0002$) (Tabela 15).

Para a transparência, houve diferença entre os tratamentos, sendo significativamente maior no TNP ($P = 0,0000$) (Tabela 14 e Figura 10), porém não durante o cultivo ($P = 0,4928$).

Tabela 14 – Médias do oxigênio dissolvido, pH e transparência nos tratamentos TNP e TP.

Tratamentos	Oxigênio Dissolvido (mg.L ⁻¹)*	pH*	Transparência (cm)*
TNP	6,5483 ^A	7,5022 ^A	44,8670 ^A
TP	6,1614 ^B	7,1614 ^B	23,4530 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).



Figura 10 – Transparência da água nos tratamentos povoados (CP e TP) e não povoados (CNP e TNP).

Tabela 15 – Médias temporais do oxigênio dissolvido e pH entre os tratamentos TNP e TP.

Período	Oxigênio Dissolvido (mg.L ⁻¹)**	pH*
Agosto	6,3209 ^{AB}	7,2639 ^B
Setembro	6,4546 ^B	7,3569 ^A
Outubro	6,2724 ^A	7,3880 ^A

* Letras diferentes indicam diferença entre os períodos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

** Letras diferentes indicam diferença entre os períodos pelo teste LSD-t ($P < 0,05$).

A variação nictemeral média da temperatura, pH e oxigênio dissolvido nos tratamento TP e TNP está representada na Figura 11. Nestes tratamentos a tendência destas variáveis também foi semelhante ao longo do período, com variação da amplitude.

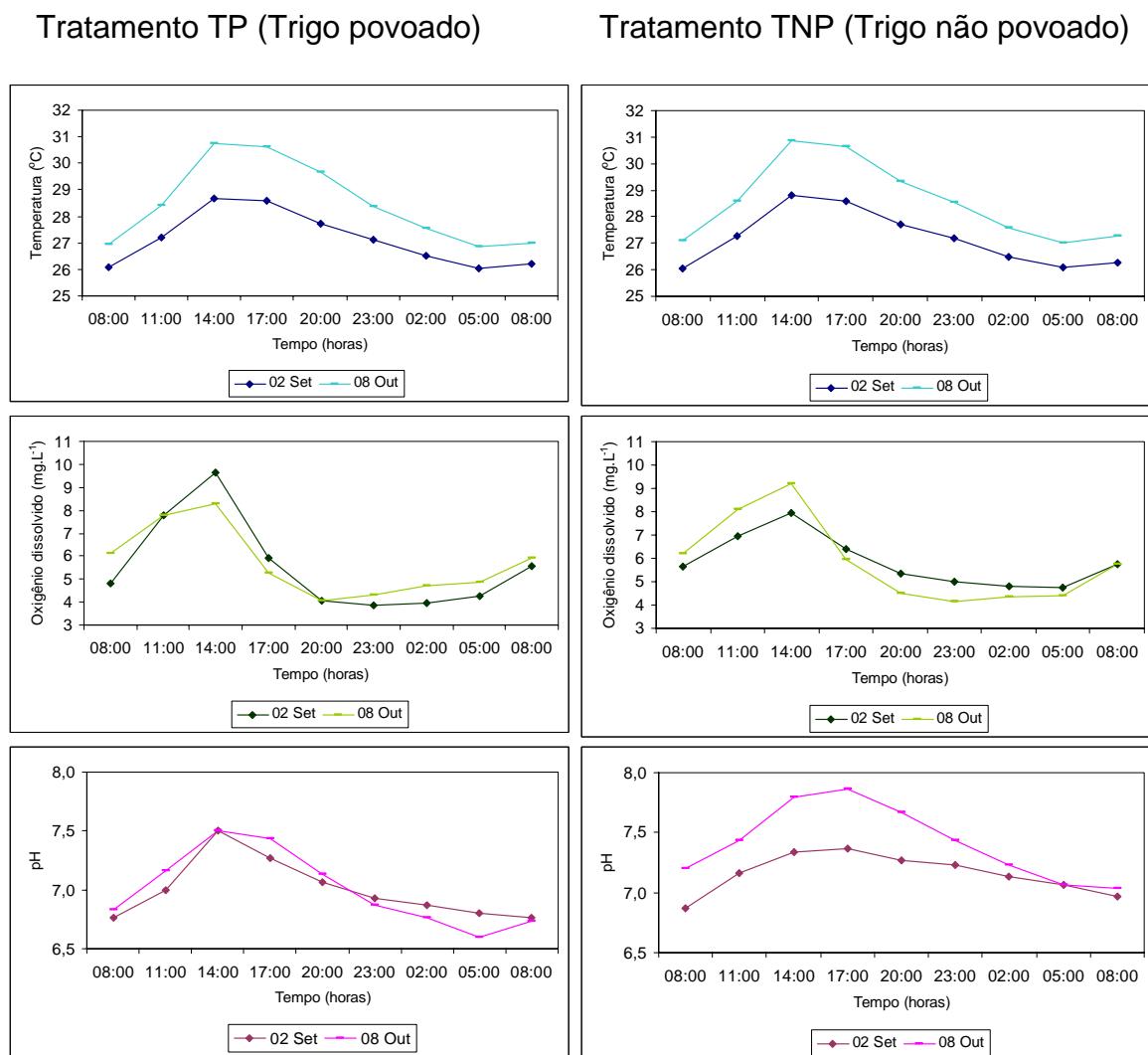


Figura 11 - Variação nictemeral média da temperatura, pH e oxigênio dissolvido nos tratamentos TP e TNP, em setembro e outubro.

No tratamento TNP, a alcalinidade variou de 29 a 163 mg.L⁻¹ de CaCO₃; nitrato e amônia total variaram de não-detectável (ND) a 0,16 mg.L⁻¹ e 0,33 mg.L⁻¹, respectivamente, e nitrito variou de 0,000 a 0,004 mg.L⁻¹. O ortofosfato oscilou entre 0,001 e 0,070 mg.L⁻¹, enquanto que a clorofila-a apresentou valores entre 0,007 e 0,470 mg.L⁻¹. O silicato variou de 0,41 a 2,29 mg.L⁻¹.

No tratamento TP, a alcalinidade oscilou de 47 a 182 mg.L⁻¹ de CaCO₃; nitrato e amônia total variaram de não-detectável (ND) a 8,27 mg.L⁻¹ e 1,54 mg.L⁻¹, respectivamente, enquanto que o nitrito variou de 0,001 a 0,560 mg.L⁻¹. O ortofosfato oscilou entre 0,001 e 0,860 mg.L⁻¹ e a clorofila-a apresentou valores entre 0,02 e 3,52 mg.L⁻¹, enquanto que o silicato variou de 0,33 a 1,68 mg.L⁻¹.

Diferente do oxigênio dissolvido, pH e transparência, as variáveis acima, além de variarem entre os tratamentos, apresentaram variações entre as repetições (Figura 12).

Comparando os nutrientes entre TP e TNP, somente nitrito e clorofila-*a* apresentaram diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,0261$ e $P = 0,0008$, respectivamente) (Tabela 16), e somente alcalinidade apresentou diferença significativa durante o cultivo ($P = 0,0000$) (Tabela 17).

Tabela 16 – Médias do nitrito e clorofila-*a* nos tratamentos TP e TNP.

Tratamentos	Nitrito (mg.L ⁻¹)*	Clorofila- <i>a</i> (mg.L ⁻¹)*
TP	0,1311 ^A	0,9601 ^A
TNP	0,0008333 ^B	0,0741 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 17 – Variação temporal da alcalinidade entre os tratamentos TP e TNP.

Período Experimental	Alcalinidade (mg.L ⁻¹ de CaCO ₃)*
Agosto (quinzena 1)	132,750 ^{AB}
Agosto (quinzena 2)	157,830 ^A
Setembro (quinzena 1)	132,080 ^{AB}
Setembro (quinzena 2)	130,580 ^{AB}
Outubro (quinzena 1)	96,000 ^{BC}
Outubro (quinzena 2)	68,330 ^C

* Letras diferentes indicam diferenças ao longo do cultivo pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

A matéria orgânica variou de 1,04 a 1,12% no TNP e de 0,87 a 1,26% no TP, sem diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,9363$).

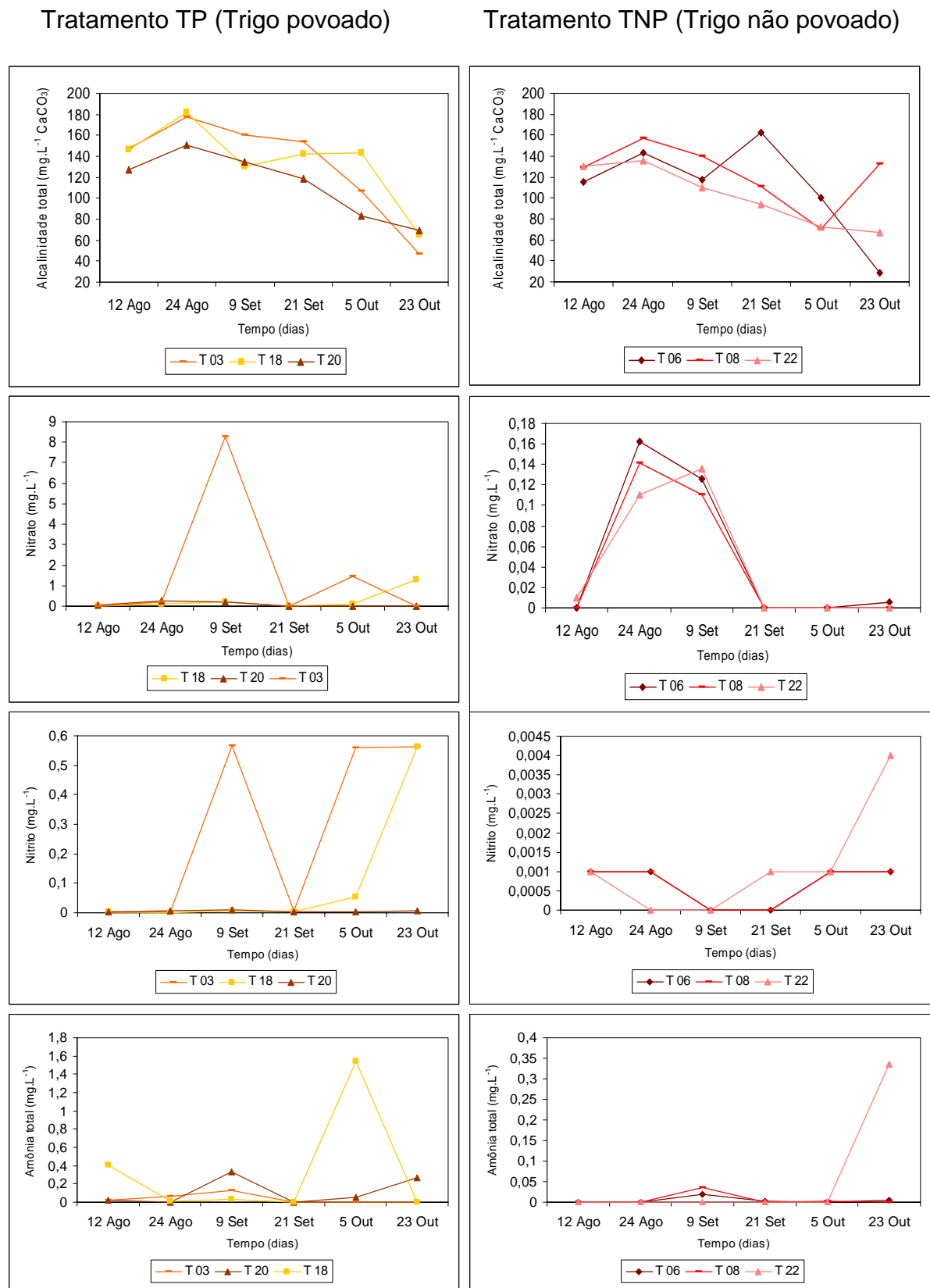


Figura 12 - Variação da alcalinidade, nitrato, nitrito, amônia total, ortofosfato, clorofila-a e silicato nos tratamentos TP e TNP.

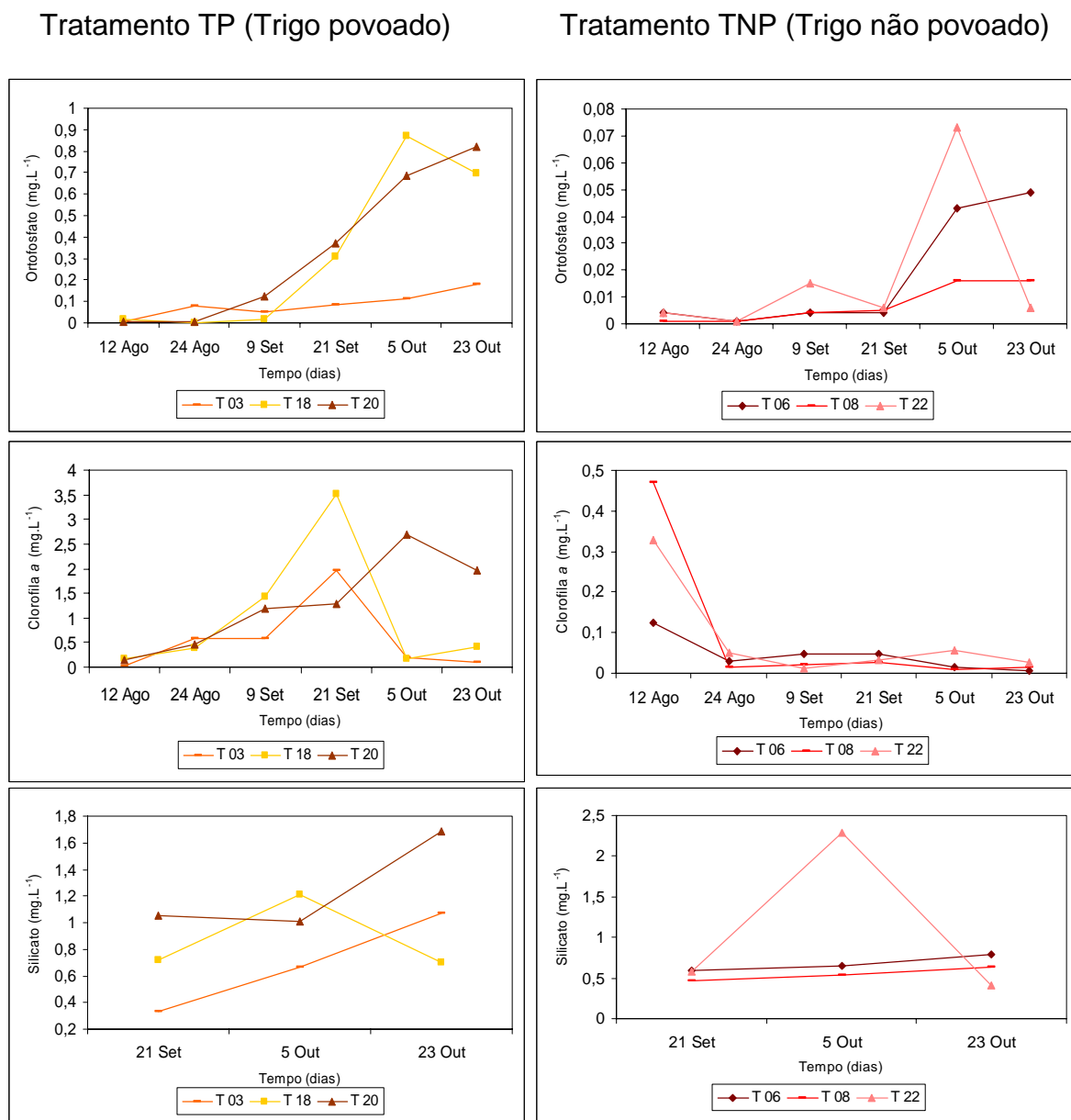


Figura 12 (continuação) - Variação da alcalinidade, nitrato, nitrito, amônia total, ortofosfato, clorofila-a e silicato nos tratamentos TP e TNP.

3.2. AVALIAÇÃO DO ALIMENTO NATURAL

3.2.1. COMUNIDADE PLANCTÔNICA

a. FITOPLÂNCTON

De um modo geral, o fitoplâncton esteve representado pelas seguintes classes: em agosto, Cyanophyceae (42,80%), Dinophyceae (34,50%),

Bacillariophyceae (16,30%) e Euglenophyceae (6,40%); em setembro, Bacillariophyceae (47,30%), Chlorophyceae (40,90%), Cyanophyceae (7,60%), Euglenophyceae (2,20%) e Dinophyceae (1,90%); e, em outubro, Bacillariophyceae (97,00%), Cyanophyceae (1,70%), Chlorophyceae (0,90%), Euglenophyceae e Dinophyceae (0,20%). As classes mais representativas de cada mês estão demonstradas na Figura 13 e a composição dos taxa fitoplanctônicos por tratamento e por mês está sumarizada na Tabela 18.

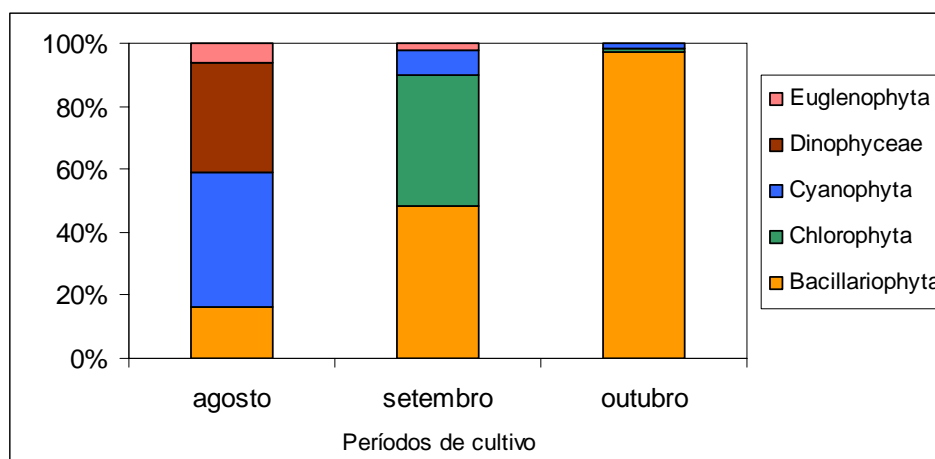


Figura 13 – Abundância relativa das classes fitoplanctônicas mais representativas ao longo do experimento em todos os tratamentos.

a.1. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP) X FERTILIZANTE ORGÂNICO (TNP E TP)

Na comparação do fitoplâncton entre os tratamentos CNP e TNP não houve diferença significativa ($P = 0,2891$) como também não houve entre os taxa ($P = 0,3247$). Com relação aos tratamentos CP e TP não houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,8721$), porém houve entre os taxa, sendo *Nitzschia*, *Coscinodiscus*, *Chlorococcum* e *Amphiprora* diferentes dos demais ($P = 0,0227$) (Tabela 19).

Tabela 18 – Abundância relativa dos taxa fitoplanctônicos por tratamento e ao longo do cultivo.

Taxa	CP			CNP			TP			TNP		
	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.
Bacillariophyceae												
<i>Amphiprora</i>	-	16,3	6,2	-	2,8	1,1	0,1	24,3	1,6	-	3,1	-
<i>Coscinodiscus</i>	-	-	52,5	-	-	22,6	-	-	-	-	-	-
<i>Cymbella</i>	-	0,2	0,1	1,4	13,8	7,8	0,1	0,3		1,7	8,9	-
<i>Isthmia</i>	-	-	0,0	-	1,3	5,0	-	-	-	-	-	-
<i>Navicula</i>	-	0,4	0,0	3,1	10,0	22,6	0,2	0,6	0,1	1,7	5,3	0,1
<i>Nitzschia</i>	-	-	36,0	9,1	-	2,3	27,3	63,8	96,1	-	0,6	95,7
<i>Pleurosigma</i>	1,4	-	0,2	0,3	0,5	-	2,3	0,1	-	-	-	-
<i>Suriella</i>	-	-	2,5	-	0,5	-	-	0,2	-	-	-	-
Cyanophyceae												
<i>Anabaena</i>	-	0,2	-	-	-	-	-	-	0,1	-	-	-
<i>Arthrospira</i>	-	-	-	-	-	0,4	-	-	-	-	-	-
<i>Oscillatoria</i>	47,3	4,2	1,3	50,1	20,2	6,1	25,3	5,7	1,4	96,6	41,9	1,1
<i>Chroococcus</i>	-	-	-	-	1,0	16,6	-	-	-	-	2,5	0,7
<i>Spirulina</i>	0,8	0,6	-	0,3	-	-	4,1	2,4	-	-	2,5	0,2
Euglenophyceae												
<i>Euglena</i>		0,1	0,2	35,7	42,3	9,8	1,3	0,5	-	-	35,3	0,4
Chlorophyceae												
<i>Chlorococcum</i>	0,1	75,7	0,6	-	7,5	5,7	-	0,4	0,6	-	-	1,7
Dinophyceae												
<i>Protoperidinium</i>	50,4	2,3	0,3	-	-	-	39,2	1,7	0,1	-	-	-

a.2. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP)

No tratamento CP, os taxa mais representativos do fitoplâncton foram, em agosto, *Protoperidinium* (50,40%) e *Oscillatoria* (47,30%); em setembro, *Chlorococcum* (75,70%), *Amphiprora* (16,30%) e *Oscillatoria* (4,20%); e, em outubro, *Coscinodiscus* (52,50%), *Nitzschia* (36,00%) e *Amphiprora* (6,20%) (Figura 14).

No tratamento CNP, *Oscillatoria* (50,10%), *Euglena* (35,70%) e *Nitzschia* (9,10%) foram os mais representativos em agosto; *Euglena* (42,30%), *Oscillatoria* (20,20%), *Cymbella* (13,80%), *Navicula* (10,00%) e *Chlorococcum* (7,50%) foram os mais representativos em setembro; e, *Coscinodiscus* e *Navicula* (22,60%), *Chroococcus* (16,60%), *Euglena* (9,80%) e *Cymbella* (7,80%), em outubro (Figura 14).

Tabela 19 – Abundância absoluta média dos taxa fitoplanctônicos entre os tratamentos CP e TP.

Taxa	Média (cél.mL ⁻¹)*
<i>Nitzschia</i>	2765,2000 ^A
<i>Coscinodiscus</i>	1063,3000 ^{AB}
<i>Chlorococcum</i>	458,2200 ^{AB}
<i>Amphiprora</i>	354,6100 ^{AB}
<i>Oscillatoria</i>	134,0600 ^B
<i>Protoperdinium</i>	71,1110 ^B
<i>Surirella</i>	50,7220 ^B
<i>Spirulina</i>	16,7780 ^B
<i>Euglena</i>	8,2778 ^B
<i>Navicula</i>	7,0556 ^B
<i>Pleurosigma</i>	6,2222 ^B
<i>Cymbella</i>	4,1111 ^B
<i>Anabaena</i>	2,3889 ^B
<i>Chroococcus</i>	0,7778 ^B
<i>Arthrospira</i>	0,4444 ^B
<i>Isthmia</i>	0,1111 ^B

* Letras diferentes indicam diferenças entre os taxa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

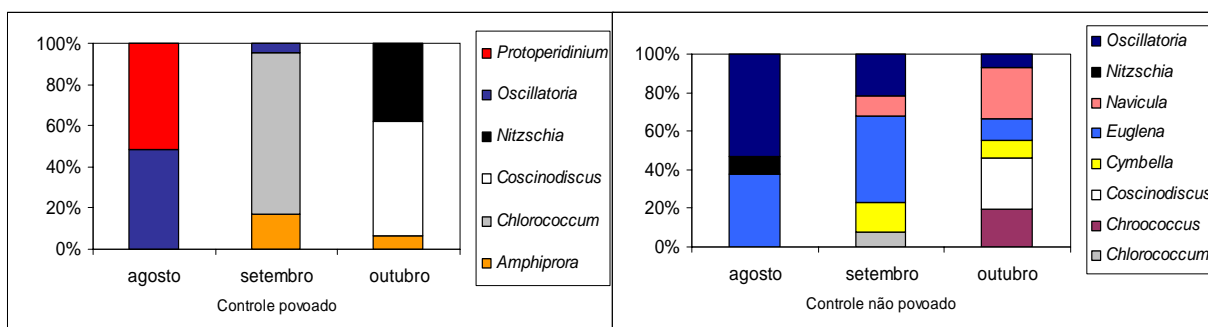


Figura 14 – Abundância relativa dos taxa fitoplanctônicos mais representativos ao longo do cultivo nos tratamentos CP e CNP.

Comparando os taxa fitoplanctônicos presentes nos tratamentos CP e CNP, constatou-se que houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,0298$), com maior abundância no CP (Tabela 20), porém sem diferença significativa entre os períodos de cultivo ($P = 0,0991$).

Tabela 20 – Abundância absoluta média do fitoplâncton nos tratamentos CP e CNP.

Tratamentos	Média (cél.mL ⁻¹)*
CP	329,7400 ^A
CNP	10,1890 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

No tratamento CP, os taxa não apresentaram diferença significativa entre si ($P = 0,5792$), porém, no CNP, *Euglena*, *Oscillatoria*, *Navicula*, *Cymbella*, *Coscinodiscus*, *Chroococcus*, *Chlorococccum*, *Nitzschia*, *Isthmia* e *Amphiprora* foram significativamente diferentes dos demais ($P = 0,0151$) (Tabela 21).

Tabela 21 – Abundância absoluta média dos taxa fitoplanctônicos no tratamento CNP.

Taxa	Média (cél.mL ⁻¹)*
<i>Euglena</i>	145,0000 ^A
<i>Oscillatoria</i>	110,6700 ^{AB}
<i>Navicula</i>	66,0000 ^{AB}
<i>Cymbella</i>	44,0000 ^{AB}
<i>Coscinodiscus</i>	42,3330 ^{AB}
<i>Chroococcus</i>	33,0000 ^{AB}
<i>Chlorococccum</i>	25,6670 ^{AB}
<i>Nitzschia</i>	15,0000 ^{AB}
<i>Isthmia</i>	12,0000 ^{AB}
<i>Amphiprora</i>	7,6667 ^{AB}
<i>Pleurosigma</i>	1,3333 ^B
<i>Surirella</i>	1,0000 ^B
<i>Arthrospira</i>	0,6667 ^B
<i>Spirulina</i>	0,3333 ^B

* Letras diferentes indicam diferença entre os taxa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

a.3. FERTILIZANTE ORGÂNICO (TNP E TP)

No tratamento TP, os taxa mais representativos do fitoplâncton foram, em agosto, *Protoperidinium* (39,20%), *Nitzschia* (27,30%) e *Oscillatoria* (25,30%); em

setembro, *Nitzschia* (63,80%), *Amphiprora* (24,30%) e *Oscillatoria* (5,70%); e, em outubro, *Nitzschia* (96,10%), *Amphiprora* (1,60%) e *Oscillatoria* (1,40%) (Figura 15).

No tratamento TNP, *Oscillatoria* (96,60%) e *Navicula* e *Cymbella* (1,70%) foram os mais representativos em agosto; *Oscillatoria* (41,90%), *Euglena* (35,30%) e *Cymbella* (8,90%) foram os mais representativos em setembro; e, *Nitzschia* (95,70%) e *Chlorococcum* (1,70%), em outubro (Figura 15).

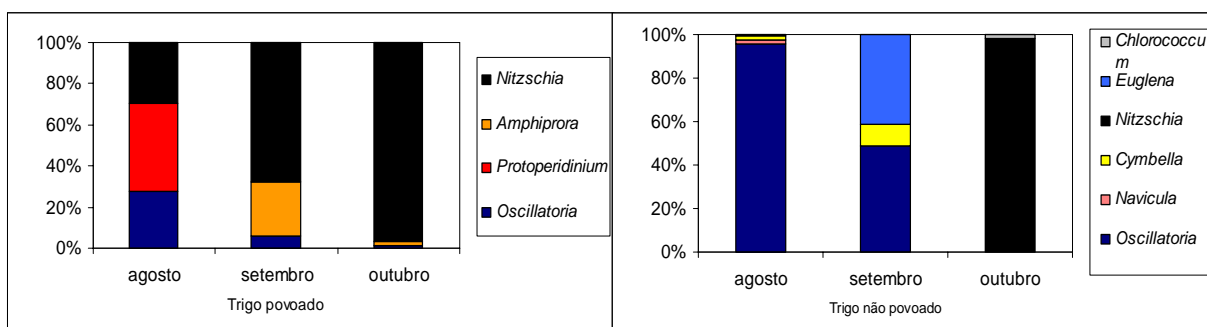


Figura 15 – Abundância relativa dos taxa fitoplanctônicos mais representativos ao longo do cultivo nos tratamentos TP e TNP.

Comparando os taxa fitoplanctônicos presentes nos tratamentos TP e TNP, não houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,5255$) e também ao longo do cultivo ($P = 0,1765$), porém houve entre os taxa, com *Nitzschia* sendo diferente dos demais ($P = 0,0019$) (Tabela 22).

No tratamento TP, os taxa fitoplanctônicos não apresentaram diferença significativa entre si ($P = 0,1485$), assim como em TNP ($P = 0,4784$). Alguns taxa fitoplanctônicos mais representativos estão ilustrados na Figura 16.

Tabela 22 – Abundância absoluta média dos taxa fitoplanctônicos entre os tratamentos TP e TNP.

Taxa	Média (cél.mL ⁻¹)*
<i>Nitzschia</i>	3048,1000 ^A
<i>Amphiprora</i>	136,8300 ^B
<i>Oscillatoria</i>	90,5000 ^B
<i>Protoperdinium</i>	30,7220 ^B
<i>Chlorococcum</i>	30,5560 ^B
<i>Spirulina</i>	15,8330 ^B
<i>Euglena</i>	14,0560 ^B
<i>Chroococcus</i>	8,6667 ^B
<i>Navicula</i>	6,3889 ^B
<i>Cymbella</i>	3,7222 ^B
<i>Pleurosigma</i>	1,7222 ^B
<i>Anabaena</i>	1,2222 ^B
<i>Surirella</i>	1,0556 ^B
<i>Arthrospira</i>	0,3889 ^B
<i>Isthmia</i>	0,0556 ^B
<i>Coscinodiscus</i>	0,0000 ^B

* Letras diferentes indicam diferença entre os taxa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

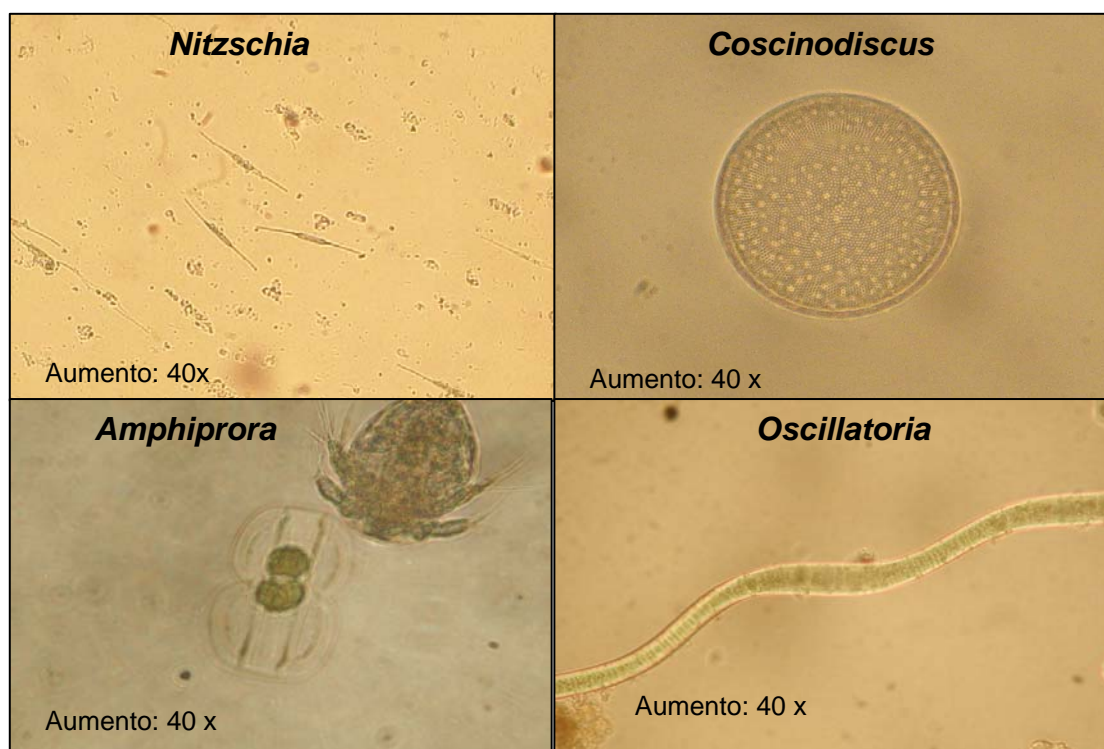


Figura 16 – Representantes do fitoplâncton presentes no cultivo experimental.

b. ZOOPLÂNCTON

Durante o experimento, o zooplâncton esteve representado, em agosto por rotíferos (64,70%), nematódeos (14,70%), náuplios (12,90%), copépodos (5,90%), larvas de poliqueta (1,00%) e poliquetas (0,70%); em setembro por rotíferos (83,50%), nematódeos (9,70%), larvas de poliqueta (3,40%), náuplios (2,40%) e copépodos (1,000%) (Figura 17). A composição do zooplâncton por tratamento e por mês está sumarizada na Tabela 23.

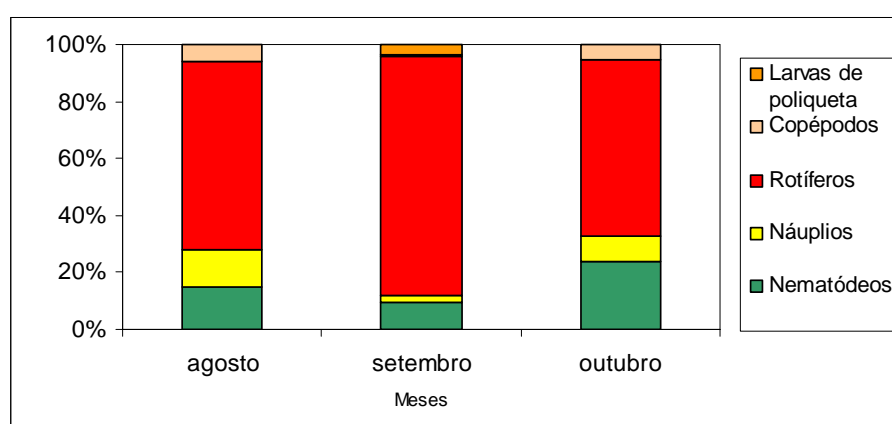


Figura 17 – Abundância relativa dos grupos zooplânctônicos mais representativos durante o experimento em todos os tratamentos.

Tabela 23 – Abundância relativa dos grupos zooplânctônicos por tratamento ao longo do cultivo.

Grupos	CP			CNP			TP			TNP		
	Ago	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.
Nematódeos	7,5	24,2		23,1	8,9	7,1	15,6	5,9	16,3	20,5	17,6	69,7
Náuplios	11,9	4,0	6,7	23,1	21,5	50,0	75,4	93,9	73,5	7,7	5,9	10,6
Rotíferos	79,1	70,5	89,5	7,7	1,3	14,3	4,2	0,2	10,2	17,9	47,1	9,1
Copépodos	1,5	1,3	3,8	7,7	16,5	14,3	4,8	-	-	53,8	29,4	10,6
Larvas de poliqueta	-	-	-	23,1	51,9	14,3	-	-	-	-	-	-
Poliquetas	-	-	-	15,4	-	-	-	-	-	-	-	-

b.1. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP) X FERTILIZANTE ORGÂNICO (TNP E TP)

Na comparação do zooplâncton entre os tratamentos CNP e TNP não houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,7847$) como também entre os grupos ($P = 0,4863$) e ao longo do cultivo ($P = 0,6483$).

Em relação aos tratamentos CP e TP também não houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,3837$) e ao longo do cultivo ($P = 0,2742$), porém houve entre os grupos, com maior abundância de rotíferos ($P = 0,0378$) (Tabela 24).

Tabela 24 – Abundância absoluta média dos grupos zooplanctônicos entre os tratamentos CP e TP.

Grupos	Média (org.mL ⁻¹)*
Rotíferos	72,2220 ^A
Nematódeos	8,1111 ^B
Náuplios	1,8333 ^B
Copépodos	0,8889 ^B

* Letras diferentes indicam diferenças entre os grupos pelo teste LSD-t ($P < 0,05$).

b. 2. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP)

No tratamento CP, os grupos mais representativos do zooplâncton foram, em agosto, rotíferos (79,10%), náuplios (11,94%) e nematódeos (7,50%); em setembro, rotíferos (70,50%), nematódeos (24,23%) e náuplios (4,00%); e, em outubro, rotíferos (89,52%), náuplios (6,70%) e nematódeos (3,81%) (Figura 18).

No tratamento CNP, rotíferos, nematódeos e larvas de poliqueta (23,10%), poliquetas (15,40%) e náuplios e copépodos (7,70%) foram os mais representativos em agosto; poliquetas (51,90%), rotíferos (21,52%), náuplios (16,50%) e nematódeos (8,90%) foram os mais representativos em setembro; e, rotíferos (50,00%), náuplios, copépodos e larvas de poliqueta (14,30%) e nematódeos (7,14%), em outubro (Figura 18).

Comparando os grupos presentes nos tratamentos CP e CNP, não houve diferença significativa entre os tratamentos bem como durante o cultivo ($P = 0,0907$;

$P = 0,2146$, respectivamente), porém houve diferença significativa entre os grupos ($P = 0,0042$), com maior abundância de rotíferos (Tabela 25).

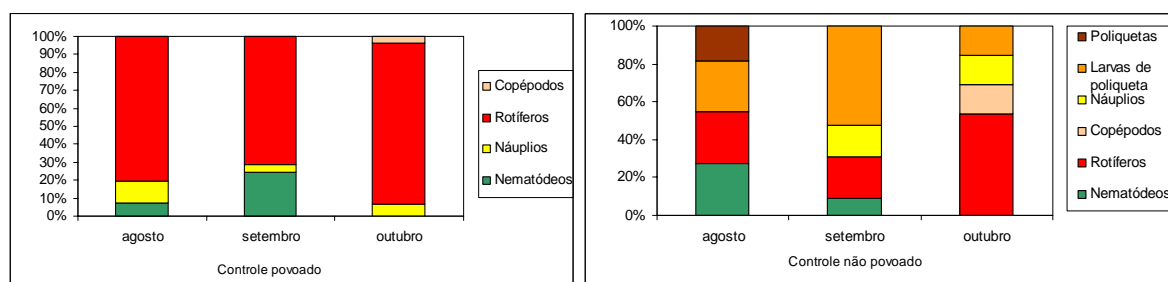


Figura 18 – Abundância relativa dos grupos zooplanctônicos mais representativos ao longo do cultivo nos tratamentos CP e CNP.

Tabela 25 – Abundância absoluta média dos grupos zooplanctônicos entre os tratamentos CP e CNP.

Grupos	Média (org.mL ⁻¹)*
Rotíferos	18,5560 ^A
Nematódeos	3,9444 ^{AB}
Larvas de poliqueta	2,5556 ^B
Náuplios	1,9444 ^B
Copépodos	0,6667 ^B
Poliquetas	0,1111 ^B

* Letras diferentes indicam diferenças entre os grupos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

No tratamento CP, os grupos apresentaram diferença significativa entre si ($P = 0,0019$), com maior abundância de rotíferos (Tabela 26), porém não houve diferença significativa ao longo do cultivo ($P = 0,1644$). No tratamento CNP não houve diferença significativa entre os grupos ($P = 0,3536$) e bem como ao longo do cultivo ($P = 0,0802$).

b.3. FERTILIZANTE ORGÂNICO (TP E TNP)

No tratamento TP, os grupos mais representativos do zooplâncton foram, em agosto, rotíferos (75,40%) e nematódeos (15,50%); em setembro, rotíferos (93,90%) e nematódeos (5,90%); e, em outubro, rotíferos (73,50%), nematódeos (16,33%) e náuplios (10,20%) (Figura 19).

No tratamento TNP, náuplios (53,85%), nematódeos (20,51%) e copépodos (17,95%) foram os mais representativos em agosto; copépodos (47,10%), náuplios (29,41%) e nematódeos (17,65%) foram os mais representativos em setembro; e, nematódeos (69,70%), rotíferos e náuplios (10,61%) e copépodos (9,10%), em outubro (Figura 19).

Tabela 26 – Abundância absoluta média dos grupos zooplanctônicos no tratamento CP.

Grupos	Média (org.mL ⁻¹)*
Rotíferos	102,3300 ^A
Nematódeos	20,0000 ^B
Náuplios	8,0000 ^B
Copépodos	2,6667 ^B

* Letras diferentes indicam diferenças entre os grupos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

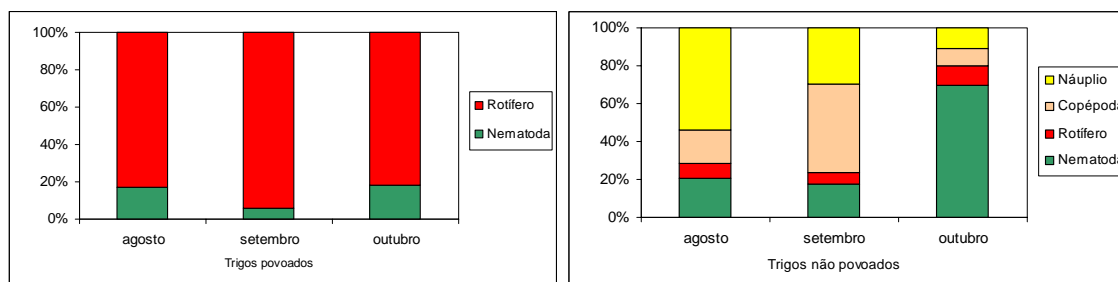


Figura 19 – Abundância relativa dos grupos zooplanctônicos mais representativos ao longo do cultivo nos tratamentos TP e TNP.

Comparando os grupos presentes nos tratamentos TP e TNP não houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,2361$), entre os períodos de cultivo ($P = 0,4417$) e entre os grupos ($P = 0,2224$).

No tratamento TP, os grupos não apresentaram diferença significativa entre si ($P = 0,2238$), e bem como ao longo do cultivo ($P = 0,3718$), assim como no TNP, sem diferença entre os grupos ($P = 0,2743$) e entre os períodos ($P = 0,4257$).

Alguns grupos zooplanctônicos mais representativos estão ilustrados na Figura 20.



Figura 20 – Representantes do zooplâncton presentes no cultivo experimental.

3.2.2. COMUNIDADE BENTÔNICA

a. FITOBENTOS

O fitobentos esteve composto, ao longo do experimento, pelas classes: Bacillariophyceae (36,50%), Cyanophyceae (63,30%), e Euglenophyceae (0,20%) em agosto; Bacillariophyceae (44,30%), Cyanophyceae (43,30%), Euglenophyceae (11,70%) e Rhodophyceae (0,70%) em setembro; e, Bacillariophyceae (48,90%), Cyanophyceae (45,10%), Euglenophyceae (5,30%) e Rhodophyceae (0,60%) em outubro. As classes mais representativas estão demonstradas na Figura 21 e a composição dos taxa fitobentônicos por tratamento e por mês está sumarizada na Tabela 27.

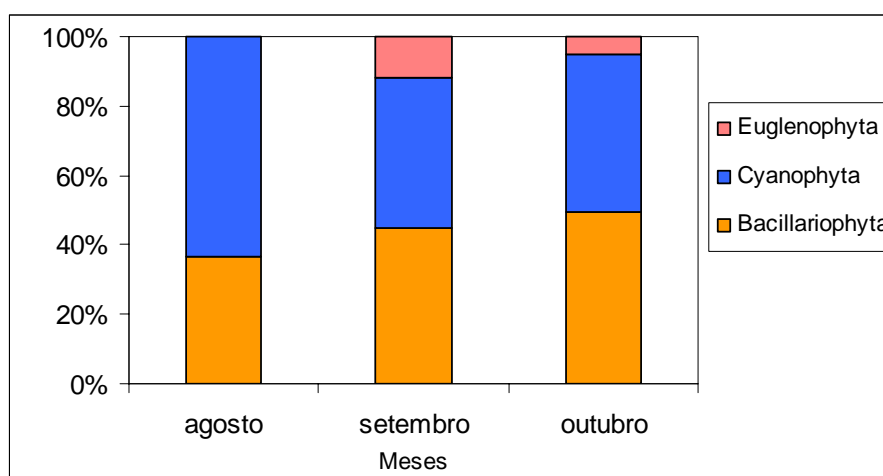


Figura 21 - Abundância relativa das classes fitobentônicas mais representativas ao longo do experimento em todos os tratamentos.

Tabela 27 – Abundância relativa dos taxa fitobentônicos por tratamento ao longo do cultivo.

Taxa	CP			CNP			TP			TNP		
	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.
Bacillariophyceae												
<i>Amphiprora</i>	1,3	20,3	28,3	2,9	1,9	1,0	-	10,1	14,5	-	4,4	1,4
<i>Cymbella</i>	9,9	9,3	9,5	24,0	23,3	43,0	21,4	18,0	3,9	1,6	11,7	7,1
<i>Navicula</i>	15,5	8,2	4,7	25,1	16,6	18,2	19,3	10,4	2,5	6,2	12,8	5,9
<i>Nitzschia</i>	-	-	6,0	-	-	5,6	12,0	-	38,6	-	2,4	3,0
<i>Pleurosigma</i>	-	0,5	-	2,1	9,5	3,2	-	1,3	-	0,7	-	0,1
<i>Surirella</i>	-	0,5	1,5	-	1,8	0,5	-	-	2,1	-	2,7	0,6
Cyanophyceae												
<i>Pseudoanabaena</i>	-	31,1	-	-	-	-	-	-	-	-	-	-
<i>Anabaena</i>	-	-	1,8	-	-	-	-	-	0,4	-	-	0,1
<i>Arthrospira</i>	-	4,9	1,7	-	-	-	-	-	1,5	-	-	-
<i>Oscillatoria</i>	66,7	21,4	30,6	45,0	32,8	5,4	45,3	58,7	31,8	89,8	36,2	26,4
<i>Chroococcus</i>	-	0,2	4,3	-	1,9	14,0	-	-	1,0	-	4,6	46,4
<i>Lyngbya</i>	-	-	0,1	-	-	0,2	-	0,9	1,6	-	-	-
<i>Spirulina</i>	6,5	1,4	0,7	0,3	-	-	2,1	0,3	0,4	1,8	7,6	6,1
Euglenophyceae												
<i>Euglena</i>	-	2,0	8,2	0,5	10,9	8,8	-	0,3	0,2	-	17,7	3,0
Rhodophyceae												
<i>Bangia</i>	-	0,3	2,6	-	1,4	-	-	-	-1,5	-	-	-

a.1. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP) X FERTILIZANTE ORGÂNICO (TNP E TP)

Na comparação do fitobentos entre os tratamentos CNP e TNP, não houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,3986$), porém houve ao longo do cultivo ($P = 0,0003$) e entre os taxa ($P = 0,0000$) (Tabelas 28 e 29, respectivamente).

Em relação aos tratamentos CP e TP também não houve diferença significativa entre eles ($P = 0,4423$), porém houve ao longo do cultivo ($P = 0,0122$) e entre os taxa ($P = 0,0000$) (Tabelas 28 e 29, respectivamente).

Tabela 28 – Abundância absoluta média temporal do fitobentos entre os tratamentos não-povoados (CNP x TNP) e entre os povoados (CP x TP).

Período Experimental (CNP x TNP)	Média (cél.mL ⁻¹)*	Período Experimental (CP x TP)	Média (cél.mL ⁻¹)*
Agosto	11,8110 ^B	Agosto	9,2111 ^B
Setembro	86,3000 ^A	Setembro	16,6890 ^{AB}
Outubro	71,4780 ^A	Outubro	33,7560 ^A

* Letras diferentes indicam diferença entre os períodos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 29 - Abundância absoluta média dos taxa fitobentônicos entre os tratamentos não-povoados (CNP x TNP) e entre os povoados (CP x TP).

Taxa (CNP x TNP)	Média (cél.mL ⁻¹)*	Taxa (CP x TP)	Média (cél.mL ⁻¹)*
<i>Oscillatoria</i>	241,2800 ^A	<i>Oscillatoria</i>	103,2800 ^A
<i>Cymbella</i>	179,7200 ^{AB}	<i>Amphiprora</i>	50,7220 ^{AB}
<i>Chroococcus</i>	119,5600 ^{ABC}	<i>Nitzschia</i>	42,1670 ^B
<i>Navicula</i>	118,5000 ^{ABC}	<i>Cymbella</i>	27,2220 ^B
<i>Euglena</i>	80,3890 ^{BC}	<i>Navicula</i>	21,1670 ^B
<i>Pleurosigma</i>	31,2780 ^C	<i>Pseudoanabaena</i>	20,4440 ^B
<i>Spirulina</i>	24,3330 ^C	<i>Euglena</i>	8,0000 ^B
<i>Nitzschia</i>	19,6110 ^C	<i>Arthrospira</i>	5,9444 ^B
<i>Amphiprora</i>	17,6670 ^C	<i>Chroococcus</i>	4,3889 ^B
<i>Surirella</i>	11,1670 ^C	<i>Spirulina</i>	3,9444 ^B
<i>Bangia</i>	3,5556 ^C	<i>Bangia</i>	3,5556 ^B
<i>Lyngbya</i>	0,5556 ^C	<i>Surirella</i>	3,3889 ^B
<i>Anabaena</i>	0,3333 ^C	<i>Anabaena</i>	1,7778 ^B
<i>Arthrospira</i>	0,0000 ^C	<i>Lyngbya</i>	1,7222 ^B
<i>Pseudoanabaena</i>	0,0000 ^C	<i>Pleurosigma</i>	0,5556 ^B

* Letras diferentes indicam diferença entre os taxa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

a.2. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP)

No tratamento CP, os taxa mais representativos do fitobentos foram, em agosto, *Oscillatoria* (66,70%), *Navicula* (15,50%), *Cymbella* (9,90%) e *Spirulina* (6,50%); em setembro, *Pseudoanabaena* (31,10%), *Oscillatoria* (21,40%),

Amphiprora (20,30%), *Cymbella* (9,30%) e *Navicula* (8,20%); e, em outubro, *Oscillatoria* (30,60%), *Amphiprora* (28,30%), *Cymbella* (9,50%), *Euglena* (8,20%) e *Nitzschia* (6,00%) (Figura 22).

No CNP, *Oscillatoria* (45,00%), *Navicula* (25,10%) e *Cymbella* (24,00%) foram os mais representativos em agosto; *Oscillatoria* (32,80%), *Cymbella* (23,30%), *Navicula* (16,60%), *Euglena* (10,90%) e *Pleurosigma* (9,50%) foram os mais representativos em setembro; e, *Cymbella* (43,00%), *Navicula* (18,20%), *Chroococcus* (14,00%) e *Euglena* (8,80%) em outubro (Figura 22).

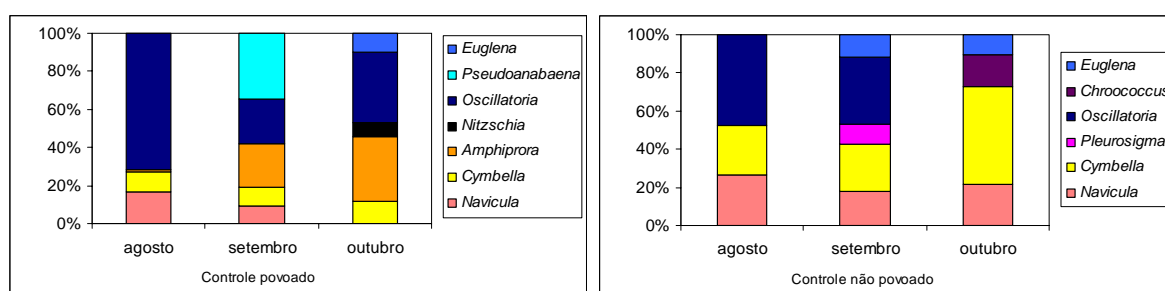


Figura 22 – Abundância relativa dos taxa fitobentônicos mais representativos durante o cultivo nos tratamentos CP e CNP.

Comparando os taxa presentes nos tratamentos CP e CNP, houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,000$), com maior abundância no CNP, bem como durante o cultivo ($P = 0,0009$) e entre os taxa ($P = 0,0000$), com maior abundância de *Oscillatoria* e *Cymbella* (Tabelas 30, 31 e 32, respectivamente).

Tabela 30 - Abundância absoluta média do fitobentos nos tratamentos CNP e CP.

Tratamentos	Média (cél.mL ⁻¹)*
CNP	63,2300 ^A
CP	22,5260 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 31 - Abundância absoluta média temporal do fitobentos entre os tratamentos CP e CNP.

Período	Média (cél.mL ⁻¹)*
Agosto	11,7560 ^B
Setembro	64,7560 ^A
Outubro	52,1220 ^A

* Letras diferentes indicam diferença entre os períodos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 32 – Abundância absoluta média dos taxa fitobentônicos entre os tratamentos CNP e CP.

Taxa	Média (cél.mL ⁻¹)*
<i>Oscillatoria</i>	164,4400 ^A
<i>Cymbella</i>	162,6100 ^{AB}
<i>Navicula</i>	97,4440 ^{ABC}
<i>Euglena</i>	52,2220 ^{BC}
<i>Amphiprora</i>	43,3890 ^C
<i>Chroococcus</i>	33,7220 ^C
<i>Pleurosigma</i>	31,2220 ^C
<i>Pseudoanabaena</i>	20,4440 ^C
<i>Nitzschia</i>	14,8890 ^C
<i>Surirella</i>	7,0556 ^C
<i>Bangia</i>	5,7778 ^C
<i>Arthrospira</i>	4,5556 ^C
<i>Spirulina</i>	3,2222 ^C
<i>Anabaena</i>	1,6111 ^C
<i>Lyngbya</i>	0,5556 ^C

* Letras diferentes indicam diferença entre os taxa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

No tratamento CP, os taxa apresentaram diferença significativa entre si ($P = 0,0007$), com *Oscillatoria*, *Amphiprora*, *Pseudoanabaena* e *Cymbella* mais abundantes do que os demais (Tabela 33).

O tratamento CNP apresentou diferença significativa entre os taxa ($P = 0,0133$), com maior abundância de *Cymbella* (Tabela 33), e ao longo do cultivo (Tabela 34).

Tabela 33 - Abundância absoluta média dos taxa fitobentônicos nos tratamentos CP e CNP.

Taxa no CP	Média (cél.mL ⁻¹)*	Taxa no CNP	Média (cél.mL ⁻¹)*
<i>Oscillatoria</i>	327,3300 ^A	<i>Cymbella</i>	879,6700 ^A
<i>Amphiprora</i>	215,0000 ^{AB}	<i>Oscillatoria</i>	659,3300 ^{AB}
<i>Pseudoanabaena</i>	122,6700 ^{AB}	<i>Navicula</i>	507,0000 ^{AB}
<i>Cymbella</i>	96,0000 ^{AB}	<i>Euglena</i>	267,0000 ^{AB}
<i>Navicula</i>	77,6670 ^B	<i>Pleurosigma</i>	185,3300 ^{AB}
<i>Euglena</i>	46,3330 ^B	<i>Chroococcus</i>	181,6700 ^{AB}
<i>Nitzschia</i>	28,3330 ^B	<i>Nitzschia</i>	61,0000 ^{AB}
<i>Arthrospira</i>	27,3330 ^B	<i>Amphiprora</i>	45,3330 ^{AB}
<i>Chroococcus</i>	20,6670 ^B	<i>Surirella</i>	33,3330 ^{AB}
<i>Spirulina</i>	18,6670 ^B	<i>Bangia</i>	21,3330 ^{AB}
<i>Bangia</i>	13,3330 ^B	<i>Lyngbya</i>	2,6667 ^B
<i>Surirella</i>	9,0000 ^B	<i>Spirulina</i>	0,6667 ^B
<i>Anabaena</i>	8,6667 ^B		
<i>Pleurosigma</i>	2,0000 ^B		
<i>Lyngbya</i>	0,6667 ^B		

* Letras diferentes indicam diferença entre os taxa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 34 – Abundância absoluta média temporal do fitobentos no tratamento CNP.

Período Experimental	Média (cél.mL ⁻¹)*
Agosto	51,0830 ^B
Setembro	386,6200 ^A
Outubro	273,0800 ^{AB}

* Letras diferentes indicam diferença entre os períodos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

a.3. FERTILIZANTE ORGÂNICO (TNP E TP)

No TP, os taxa mais representativos do fitobentos foram, em agosto, *Oscillatoria* (45,30%), *Cymbella* (21,40%), *Navicula* (19,30%) e *Nitzschia* (12,00%); em setembro, *Oscillatoria* (58,70%), *Cymbella* (18,00%), *Navicula* (10,40%) e *Amphiprora* (10,10%); e, em outubro, *Nitzschia* (38,60%), *Oscillatoria* (31,80%) e *Amphiprora* (14,50%) (Figura 23).

No TNP, *Oscillatoria* (89,80%) e *Navicula* (6,20%) foram os mais representativos em agosto; *Oscillatoria* (36,20%), *Euglena* (17,70%), *Navicula* (12,80%) e *Cymbella* (11,70%) foram os mais representativos em setembro; e, *Chroococcus* (46,40%), *Oscillatoria* (26,40%) e *Cymbella* (7,10%) em outubro (Figura 23).

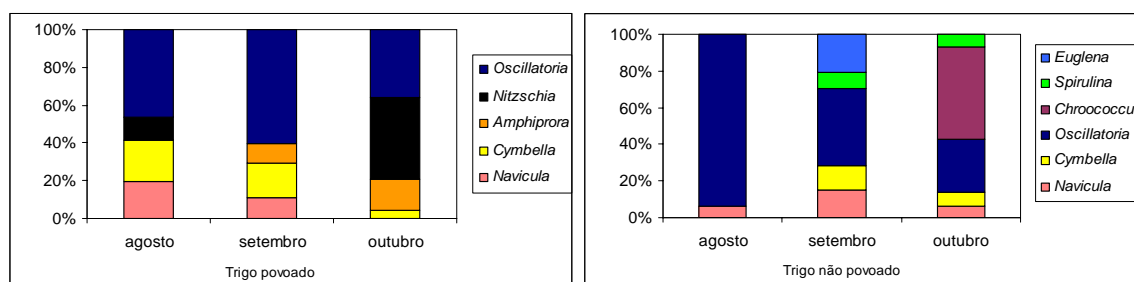


Figura 23 – Abundância relativa dos taxa fitobentônicos mais representativos ao longo do cultivo nos tratamentos TP e TNP.

Assim como nos fertilizantes inorgânicos, no fertilizante orgânico houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,0048$), com maior abundância no TNP, bem como entre os períodos de cultivo ($P = 0,0071$) e entre os taxa ($P = 0,0000$), com maior abundância de *Oscillatoria* e *Chroococcus* (Tabelas 35, 36 e 37 respectivamente).

Tabela 35 - Abundância absoluta média do fitobentos nos tratamentos TNP e TP.

Tratamentos	Média (cél.mL ⁻¹)*
TNP	49,8300 ^A
TP	17,2440 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 36 - Abundância absoluta média temporal do fitobentos entre os tratamentos TNP e TP.

Período Experimental	Média (cél.mL ⁻¹)*
Agosto	9,2667 ^B
Setembro	38,2330 ^{AB}
Outubro	53,1110 ^A

* Letras diferentes indicam diferença entre os períodos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 37 – Abundância absoluta média dos taxa fitobentônicos entre os tratamentos TNP e TP.

Taxa	Média (cél.mL ⁻¹)*
<i>Oscillatoria</i>	180,1100 ^A
<i>Chroococcus</i>	90,2220 ^{AB}
<i>Nitzschia</i>	46,8890 ^B
<i>Cymbella</i>	44,3330 ^B
<i>Navicula</i>	42,2220 ^B
<i>Euglena</i>	36,1670 ^B
<i>Spirulina</i>	25,0560 ^B
<i>Amphiprora</i>	25,0000 ^B
<i>Surirella</i>	7,5000 ^B
<i>Lyngbya</i>	1,7222 ^B
<i>Arthrospira</i>	1,3889 ^B
<i>Bangia</i>	1,3333 ^B
<i>Pleurosigma</i>	0,6111 ^B
<i>Anabaena</i>	0,5000 ^B
<i>Pseudoanabaena</i>	0,0000 ^B

* Letras diferentes indicam diferença entre os taxa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

No TP, houve diferença significativa durante o cultivo ($P = 0,0411$), bem como os taxa ($P = 0,0325$) (Tabelas 38 e 39, respectivamente).

O tratamento TNP apresentou diferença significativa entre os taxa ($P = 0,0416$) (Tabela 39), mas não ao longo do cultivo ($P = 0,0754$).

Tabela 38 – Abundância absoluta média temporal do fitobentos no tratamento TP.

Período	Média (cél.mL ⁻¹)*
Agosto	27,4290 ^B
Setembro	22,6430 ^B
Outubro	116,2100 ^A

* Letras diferentes indicam diferença entre os períodos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 39 – Abundância absoluta média dos taxa fitobentônicos nos tratamentos TP e TNP.

Taxa no TP	Média (cél.mL ⁻¹)*	Taxa no TNP	Média (cél.mL ⁻¹)*
<i>Oscillatoria</i>	292,3300 ^A	<i>Chroococcus</i>	535,6700 ^{AB}
<i>Nitzschia</i>	224,6700 ^{AB}	<i>Euglena</i>	215,3300 ^{BC}
<i>Amphiprora</i>	89,3330 ^{BC}	<i>Navicula</i>	204,0000 ^{BC}
<i>Cymbella</i>	67,3330 ^{BC}	<i>Cymbella</i>	198,6700 ^{BC}
<i>Navicula</i>	49,3330 ^C	<i>Spirulina</i>	145,3300 ^{BC}
<i>Surirella</i>	11,3330 ^C	<i>Amphiprora</i>	60,6670 ^C
<i>Lyngbya</i>	9,6667 ^C	<i>Nitzschia</i>	56,6670 ^C
<i>Arthrospira</i>	8,3333 ^C	<i>Surirella</i>	33,6670 ^C
<i>Bangia</i>	8,0000 ^C	<i>Pleurosigma</i>	2,3333 ^C
<i>Chroococcus</i>	5,6667 ^C	<i>Anabaena</i>	1,0000 ^C
<i>Spirulina</i>	5,0000 ^C		
<i>Anabaena</i>	2,0000 ^C		
<i>Euglena</i>	1,6667 ^C		
<i>Pleurosigma</i>	1,3333 ^C		

* Letras diferentes indicam diferença entre os taxa pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

b. MEIOBENTOS

O meiobentos esteve composto, ao longo do experimento, pelos grupos: nematódeos (76,40%), rotíferos (19,10%) e copépodos (4,50%) em agosto; nematódeos (81,80%), rotíferos (12,50%) e copépodos (5,80%) em setembro; e, nematódeos (60,20%), rotíferos (27,90%), náuplios (6,80%) e copépodos (5,10%) em outubro (Figura 24). A composição do meiobentos por tratamento e ao longo do cultivo está sumarizada na Tabela 40.

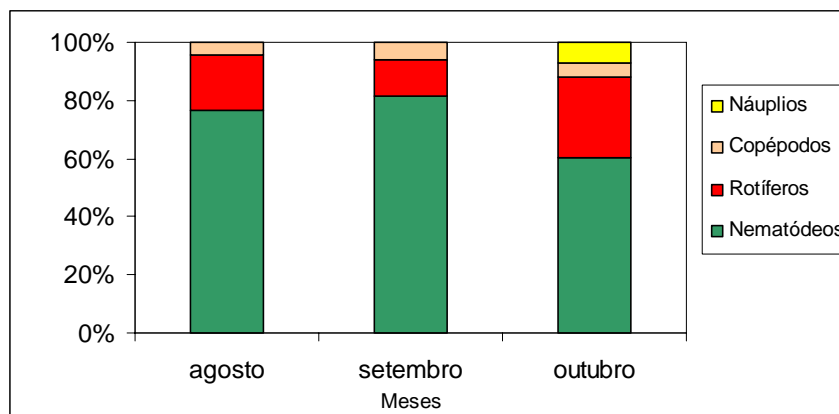


Figura 24 – Abundância relativa dos grupos do meiobentos durante o período experimental em todos os tratamentos.

Tabela 40 - Abundância relativa dos grupos do meiobentos por tratamento ao longo do cultivo

Grupos	CP			CNP			TP			TNP		
	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.
Nematódeos	45,5	80,8	33,3	90,6	82,3	50,0	72,7	81,3	48,5	75,0	81,8	72,9
Náuplios	-	-	13,3	-	-	10,0	-	-	-	-	-	5,4
Rotíferos	54,5	19,2	53,3	9,4	3,8	28,0	27,3	18,8	51,5	16,1	14,6	16,3
Copépodos	-	-	-	-	13,9	12,0	-	-	-	8,9	3,6	5,4

b.1. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP) X FERTILIZANTE ORGÂNICO (TNP E TP).

Na comparação do meiobentos entre CNP e TNP, não houve diferença significativa ao longo do cultivo ($P = 0,0611$), porém houve entre os tratamentos ($P = 0,0084$) e entre os grupos ($P = 0,0000$) (Tabelas 41 e 42, respectivamente).

Em relação aos tratamentos CP e TP, não houve diferença significativa entre eles ($P = 0,3799$), porém houve entre os grupos ($P = 0,0000$) e ao longo do cultivo ($P = 0,0177$) (Tabelas 42 e 43, respectivamente).

Tabela 41 - Abundância absoluta média do meiobentos nos tratamentos CNP e TNP.

Tratamentos	Média (org.mL ⁻¹)*
TNP	11,5000 ^A
CNP	4,1842 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 42 - Abundância absoluta média dos grupos do meiobentos entre os tratamentos não-povoados (CNP x TNP) e entre os povoados (CP x TP).

Grupos (CNP x TNP)	Média (org.mL ⁻¹)*		Grupos (CP x TP)	Média (org.mL ⁻¹)*
Nematódeos	24,3890 ^A		Nematódeos	4,3333 ^A
Rotíferos	4,6667 ^B		Rotíferos	3,2222 ^A
Copépodos	2,1111 ^B		Copépodos	0,3333 ^B
Náuplios	0,2018 ^B		Náuplios	0,0000 ^B

* Letras diferentes indicam diferença entre os grupos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 43 - Abundância absoluta média temporal do meiobentos entre os tratamentos CP e TP.

Período	Média (org.mL ⁻¹)*
Agosto	0,9167 ^B
Setembro	1,7500 ^{AB}
Outubro	3,2500 ^A

* Letras diferentes indicam diferença entre os períodos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

b.2. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP)

No tratamento CP, os grupos mais representativos do meiobentos foram, em agosto, rotíferos (54,50%) e nematódeos (45,50%); em setembro, nematódeos (80,80%) e rotíferos (19,20%); e, em outubro, rotíferos (53,30%), nematódeos (33,30%) e náuplios (13,30%) (Figura 25).

No tratamento CNP, nematódeos (90,60%) e rotíferos (9,40%) foram os mais representativos em agosto; nematódeos (82,30%), copépodos (13,90%) e rotíferos (3,80%) foram os mais representativos em setembro; e, nematódeos (50,0%), rotíferos (28,0%), copépodos (12,00%) e náuplios (10,00%) em outubro (Figura 25).

Comparando os grupos presentes nos tratamentos CP e CNP, não houve diferença significativa entre os tratamentos bem como durante o cultivo ($P = 0,0859$; $P = 0,2917$, respectivamente), porém houve diferença significativa entre os grupos ($P = 0,0001$), com maior abundância de nematódeos (Tabela 44).

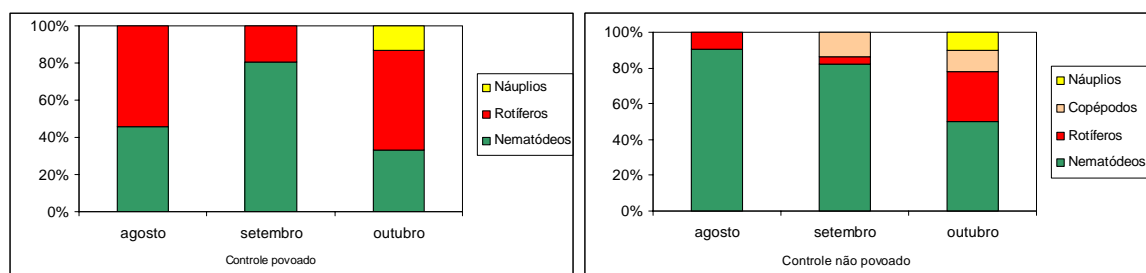


Figura 25 – Abundância relativa dos grupos mais representativos do meioentos durante o cultivo nos tratamentos CP e CNP.

Tabela 44 - Abundância absoluta média dos grupos do meioentos entre os tratamentos CP e CNP.

Grupos	Média (org.mL ⁻¹)*
Nematódeos	8,8889 ^A
Rotíferos	3,0556 ^B
Náuplios	0,9708 ^B
Copépodos	0,9444 ^B

* Letras diferentes indicam diferença entre os grupos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

b.3. FERTILIZANTE ORGÂNICO (TNP E TP)

No tratamento TP, os grupos mais representativos do meioentos foram, em agosto, nematódeos (72,70%) e rotíferos (27,30%); em setembro, nematódeos (81,30%) e rotíferos (18,80%); e, em outubro, rotíferos (51,50%) e nematódeos (48,50%) (Figura 26).

No tratamento TNP, nematódeos (75,00%), rotíferos (16,10%) e copépodos (8,90%) foram os mais representativos em agosto; nematódeos (81,80%), rotíferos (14,60%) e copépodos (3,60%) em setembro; e, nematódeos (72,90%), rotíferos (16,30%) e copépodos e náuplios (5,40%) em outubro (Figura 26).

Comparando os grupos presentes nos tratamentos TP e TNP, não houve diferença significativa ao longo do cultivo ($P = 0,2504$), porém houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,0030$) e entre os grupos ($P = 0,0000$), com maior abundância de nematódeos (Tabelas 45 e 46, respectivamente).

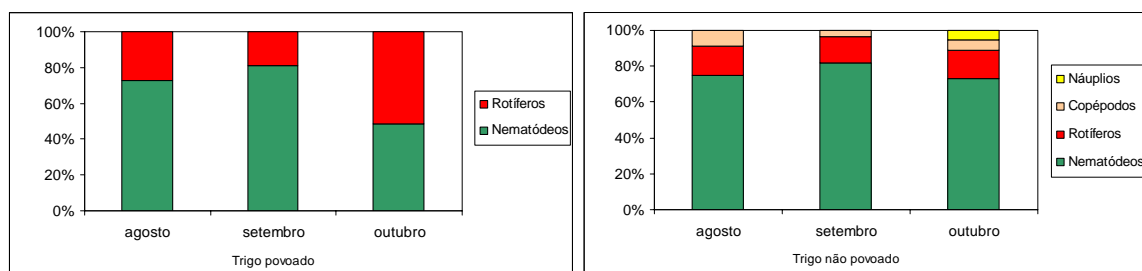


Figura 26 – Abundância relativa dos grupos mais representativos do meioambiente durante o cultivo nos tratamentos TP e TNP.

Tabela 45 - Abundância absoluta média do meioambiente nos tratamentos TP e TNP.

Tratamentos	Média (org.mL ⁻¹)*
TNP	11,5000 ^A
TP	1,6667 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 46 - Abundância absoluta média dos grupos do meioambiente entre os tratamentos TP e TNP.

Grupos	Média (org.mL ⁻¹)*
Nematódeos	19,8330 ^A
Rotíferos	4,8333 ^B
Copépodos	1,1667 ^B
Náuplios	0,5000 ^B

* Letras diferentes indicam diferença entre os grupos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

C. MACRO-INVERTEBRADOS

Em todos os tratamentos, os grupos que representaram os macro-invertebrados foram, em agosto, oligoquetas (68,40%), larvas de equinoderma (9,50%), poliquetas (7,70%), copépodos (5,20%) e nematódeos e rotíferos (4,50%); em setembro, poliquetas (33,50%), oligoquetas (28,40%), larvas de poliqueta (27,50%), copépodos (5,80%), larvas de equinoderma (2,40%), e rotíferos (2,30%); e, em outubro, oligoquetas (66,90%), larvas de poliqueta (17,20%), poliquetas (6,70%), larvas de equinoderma (5,40%), copépodos (1,80%), nematódeos (1,10%)

e rotíferos (0,80%). Os grupos mais representativos de cada mês estão demonstrados na Figura 27. A composição dos macro-invertebrados por tratamento e por mês está sumarizada na Tabela 47.

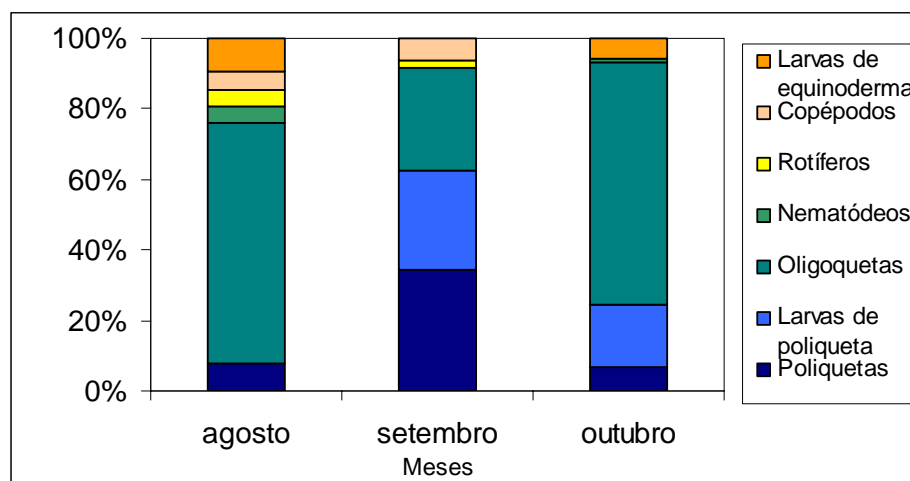


Figura 27 – Abundância relativa dos grupos de macro-invertebrados durante o cultivo em todos os tratamentos.

Tabela 47 - Abundância relativa dos grupos de macro-invertebrados por tratamento ao longo do cultivo.

Grupos	CP			CNP			TP			TNP		
	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.	Ago.	Set.	Out.
Poliquetas	50,0	-	-	40,2	13,0	12,7	4,50	-	-	0,3	60,6	-
Larvas de poliqueta	-	-	-	-	48,3	32,7	-	-	-	-	-	-
Oligoquetas	-	-	-	42,9	26,3	52,4	-	-	-	79,1	31,2	83,1
Nematódeos	-	-	-	1,3	-	0,4	77,3	-	-	0,6	-	1,8
Larvas equinoderma	-	-	-	6,5	-	1,1	-	-	-	10,9	5,5	10,2
Rotíferos	50,0	-	-	2,6	4,1	0,2	18,2	-	-	3,8	-	1,5
Copépodos	-	-	-	6,5	8,2	0,4	-	-	-	5,3	2,7	3,4

c.1. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP) X FERTILIZANTE ORGÂNICO (TNP E TP)

Na comparação de macro-invertebrados entre CNP e TNP, não houve diferença significativa ao longo do cultivo ($P = 0,5389$) e entre os tratamentos ($P = 0,7117$), porém houve entre os grupos ($P = 0,0003$) (Tabelas 48).

Em relação aos tratamentos CP e TP, não houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,2587$), entre os grupos ($P = 0,5016$) e ao longo do cultivo ($P = 0,1461$).

Tabela 48 - Abundância absoluta média dos grupos de macro-invertebrados entre os tratamentos CNP e TNP.

Grupos	Média (org.m ⁻²)*
Oligoquetas	71278,0000 ^A
Larvas de poliqueta	20139,0000 ^B
Poliquetas	18194,0000 ^B
Larvas de equinoderma	7027,2000 ^B
Copépodos	4790,8000 ^B
Rotíferos	2360,7000 ^B
Nematódeos	860,8300 ^B

* Letras diferentes indicam diferença entre os grupos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

c.2. FERTILIZANTES INORGÂNICOS (CNP E CP)

No tratamento CP, os grupos mais representativos dos macroinvertebrados foram, em agosto, poliquetas (50,00%) e rotíferos (50,00%); em setembro e outubro não houve representantes.

No CNP, oligoquetas (42,90%), poliquetas (40,20%) e copépodos e larvas de equinoderma (6,50%) foram os mais representativos em agosto; larvas de poliqueta (48,30%), oligoquetas (26,30%), poliquetas (13,00%) e copépodos (8,20%) foram os mais representativos em setembro; e, oligoquetas (52,40%), larvas de poliqueta (32,70%) e poliquetas (12,70%) em outubro (Figura 28).

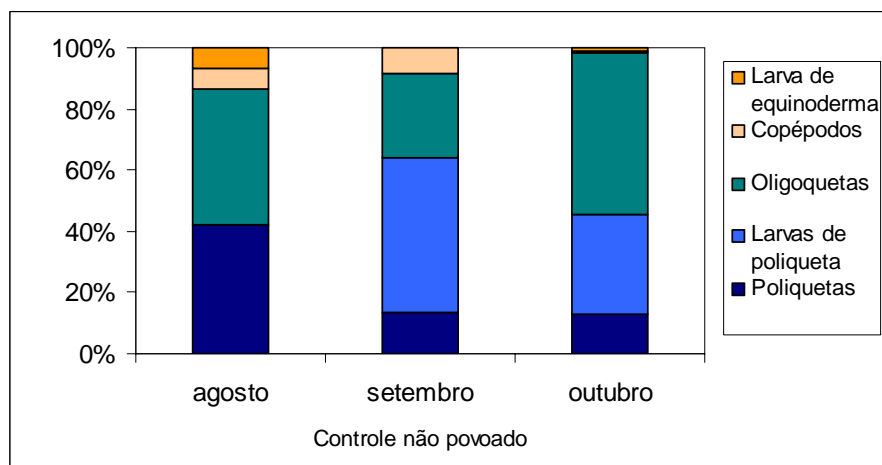


Figura 28 – Abundância relativa dos grupos mais representativos de macroinvertebrados durante o cultivo no tratamento CNP.

Comparando os grupos presentes nos tratamentos CP e CNP, não houve diferença significativa durante o cultivo ($P = 0,2876$) e assim como entre os grupos ($P = 0,1679$), porém houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,0070$) (Tabela 49).

Tabela 49 - Abundância absoluta média de macroinvertebrados nos tratamentos CNP e CP.

Tratamentos	Média (org.m ⁻²)*
CNP	16365,0000 ^A
CP	39,6190 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

c.3. FERTILIZANTE ORGÂNICO (TNP E TP)

No tratamento TP, os grupos mais representativos dos macroinvertebrados foram, em agosto, nematódeos (77,30%), rotíferos (18,20%) e poliquetas (4,50%); em setembro e outubro não houve representantes.

No TNP, oligoquetas (79,10%), larvas de equinoderma (10,90%) e copépodos (5,30%) foram os mais representativos em agosto; poliquetas (60,60%) e oligoquetas (31,20%) foram os mais representativos em setembro; e, oligoquetas (83,10%), larvas de equinoderma (10,20%) e copépodos (3,40%) em outubro (Figura 29).

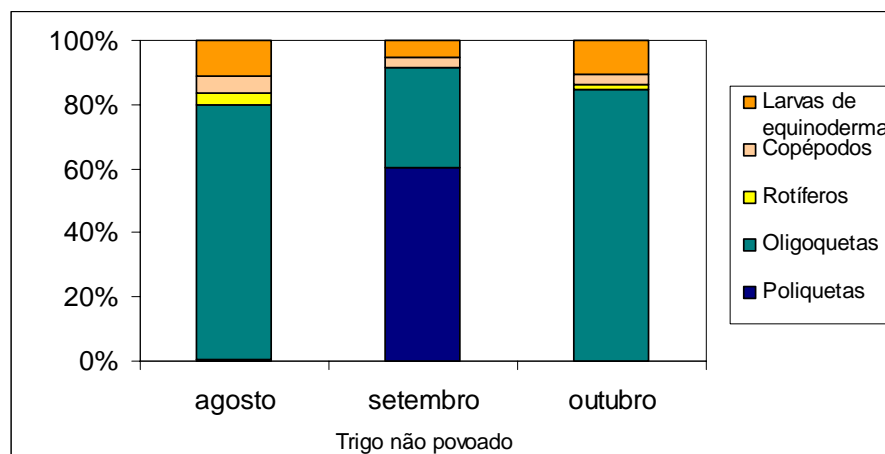


Figura 29 – Abundância relativa dos grupos mais representativos de macro-invertebrados durante o cultivo no tratamento TNP.

Comparando os grupos presentes nos tratamentos TP e TNP, não houve diferença significativa ao longo do cultivo ($P = 0,8575$), porém houve diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,0155$) e entre os grupos ($P = 0,0205$) (Tabela 50 e 51, respectivamente).

Tabela 50 – Abundância absoluta média de macro-invertebrados nos tratamentos TNP e TP.

Tratamentos	Média (org.m ⁻²)*
TNP	19249,0000 ^A
TP	436,3800 ^B

* Letras diferentes indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Tabela 51 - Abundância absoluta média dos grupos de macro-invertebrados nos tratamentos TNP e TP.

Grupos	Média (org.m ⁻²)*
Oligoquetas	47053,0000 ^A
Poliquetas	9444,0000 ^{AB}
Larvas de equinoderma	6333,0000 ^{AB}
Copépodos	2638,5000 ^B
Nematódeos	1833,0000 ^B
Rotíferos	1596,8000 ^B
Larvas de poliqueta	0,0000 ^B

* Letras diferentes indicam diferença entre os grupos pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

Alguns grupos mais representativos de macro-invertebrados estão ilustrados na Figura 30.

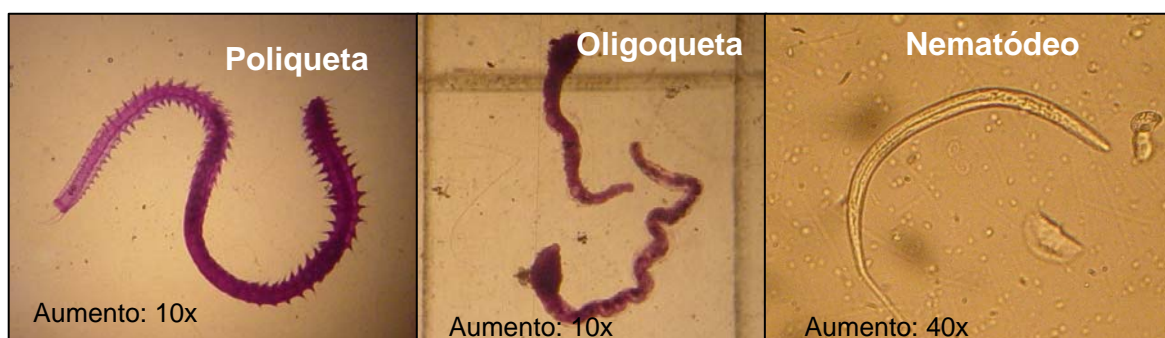


Figura 30 – Representantes dos macro-invertebrados presentes no cultivo experimental.

3.3. AVALIAÇÃO DO CRESCIMENTO DO CAMARÃO

O ganho de peso e taxa de crescimento específico foram maiores no tratamento TP, porém sem diferença significativa entre os tratamentos ($P = 0,9425$), assim como a conversão alimentar ($P = 0,8934$) (Tabela 52).

A biomassa final foi maior no TP, no entanto este tratamento teve maior quantidade de ração fornecida, mesmo sem diferir significativamente ($P = 0,5791$). A sobrevivência foi a mesma nos dois tratamentos (Tabela 52).

A conversão alimentar, tanto para os fertilizantes inorgânicos como para o orgânico, apresentou valores variados ao longo do experimento. Até a metade do experimento (peso médio entre 2,5 e 8 g), a conversão alimentar média foi de 1,3; posteriormente (peso médio entre 8 e 12 g), a conversão média foi de 2,1 e 2,2 para o fertilizante orgânico e para os inorgânicos, respectivamente.

A evolução do crescimento e a conversão alimentar por período estão representadas nas Figuras 31 e 32, respectivamente.

Tabela 52 – Dados de crescimento e produção de *L. vannamei* por tratamento.

Variáveis	Tratamentos	
	CP (Controle povoado)	TP (Trigo povoado)
Peso inicial (g)	2,5 ± 0,57**	2,5 ± 0,57**
Densidade de estocagem (juvenis.m ⁻²)	40	40
Duração do cultivo (dias)	88	88
Peso final (g)	11,89 ± 1,73 ^{A**}	12,28 ± 1,71 ^{A**}
Taxa de crescimento específico – TCE (%.dia ⁻¹)	1,77	1,80
Sobrevivência (%)	96,66	96,66
Biomassa inicial (g.tanque ⁻¹)	75 ± 0,57**	75 ± 0,57**
Biomassa final (g.tratamento ⁻¹)	344,93 ± 13,94 ^{A**}	356,40 ± 15,32 ^{A**}
Conversão alimentar aparente (CA)	1,75 ± 0,53 ^{A**}	1,81 ± 0,97 ^{A**}

* Letras diferentes na mesma linha indicam tratamentos diferentes pelo teste de Tukey ($P < 0,05$).

** Média ± Desvio Padrão

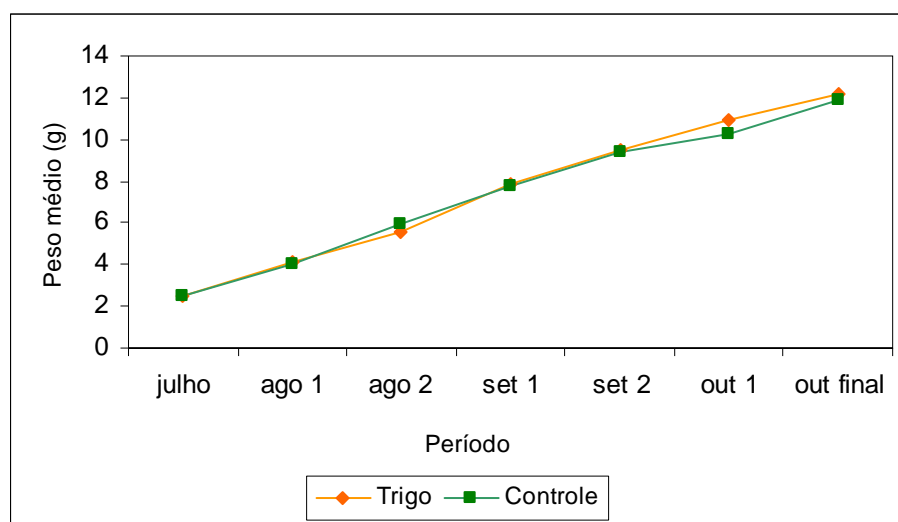


Figura 31 – Evolução do crescimento dos camarões *L. vannamei* nos tratamentos trigo e controle durante o período de cultivo.

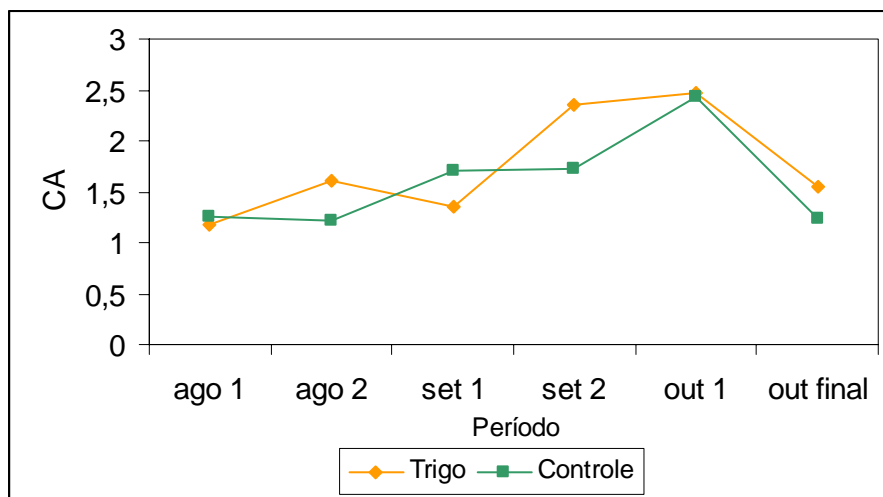


Figura 32 – Conversão alimentar aparente nos tratamentos trigo e controle ao longo do cultivo.

Para ambos os tratamentos, trigo e controle (TP e CP), os dados de peso e comprimento foram bem ajustados ($R = 0,93$), com uma correlação positiva (Figuras 33 e 34).

Os camarões despescados, ao final do cultivo, estão ilustrados na Figura 35.

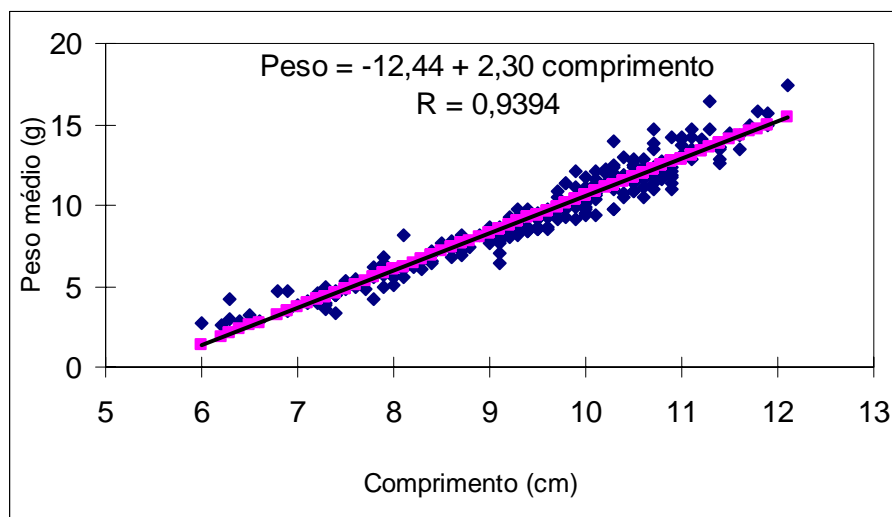


Figura 33 – Representação do modelo linear do peso médio (g) dos camarões *L. vannamei* em relação ao comprimento no tratamento trigo (TP).

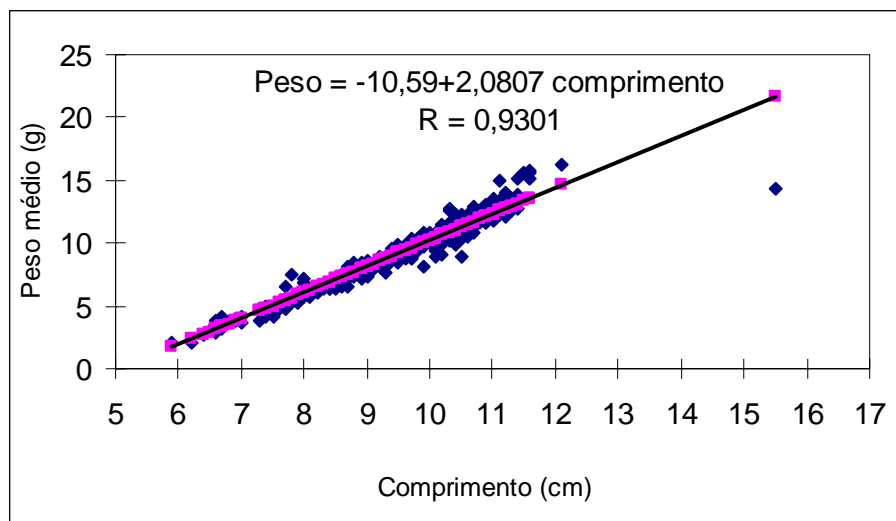


Figura 34 – Representação do modelo linear do peso médio (g) dos camarões *L. vannamei* em relação ao comprimento no tratamento controle (CP).

3.4. CUSTO DOS FERTILIZANTES

O custo dos fertilizantes foi calculado com base na fertilização inicial devido a esta ser igual para os mesmos tratamentos, ao contrário das demais fertilizações que variam conforme a necessidade de cada tanque ao longo do cultivo.

3.4.1. FERTILIZANTES INORGÂNICOS

Os fertilizantes inorgânicos (uréia, M.A.P. e silicato) tiveram um custo de R\$ 0,018 tanque⁻¹, o que corresponde a R\$ 0,023.m⁻², referente à fertilização inicial.

3.4.2. FERTILIZANTE ORGÂNICO

O farelo de trigo teve um custo de R\$ 0,0087.tanque⁻¹, o que corresponde a R\$ 0,011.m⁻², referente à fertilização inicial.



Figura 35 - Camarões *L. vannamei* despescados ao final do cultivo experimental

Tabela 4 – Amplitude, moda e média das variáveis de qualidade da água, por tratamento.

Variáveis	Tratamento CP			Tratamento CNP			Tratamento TP			Tratamento TNP		
	Amplitude	Moda	Média ± DP*	Amplitude	Moda	Média ± DP*	Amplitude	Moda	Média ± DP*	Amplitude	Moda	Média ± DP*
Oxigênio dissolvido (mg.L ⁻¹)	2,9 – 9,6	5,2	5,92 ± 1,19	4,3 – 9,1	7,3	6,69 ± 0,95	3,0 - 9,5	5,6	6,16 ± 0,98	4,2 - 9,1	6,8	6,54 ± 0,82
pH	5,7–8,4	6,9	7,22 ± 0,38	6,6 - 8,7	7,5	7,67 ± 0,38	6,3 - 8,2	7,0	7,1 ± 0,35	6,1 – 8,7	7,5	7,54 ± 1,03
Transparência (cm)	8 - 46	-	-	21 - 46	-	-	6 - 46	-	-	31 - 46	-	-
Alcalinidade (mg.L ⁻¹ de CaCO ₃)	33 - 169	135	116,13 ± 41,16	56 - 129	58	91,13 ± 22,79	47 - 182	Amodal	127,02 ± 38,56	29 - 163	Amodal	112 ± 35,06
Nitrato (mg.L ⁻¹)	ND** - 5,771	Amodal	0,928 ± 1,53	ND** - 0,141	0	0,058 ± 0,06	ND - 8,27	0,016	1,02 ± 2,33	ND** -0,16	Amodal	0,08 ± 0,06
Nitrito (mg.L ⁻¹)	0,001 - 0,571	0,001	0,16 ± 0,22	ND** - 0,003	0,001	0,001 ± 0,000	0,001 - 0,566	0,002	0,13 ± 0,23	0 - 0,004	0,001	0,0008 ± 0,000
Amônia total (mg.L ⁻¹)	ND** - 0,718	Amodal	0,13 ± 0,20	ND** - 0,154	0,003	0,04 ± 0,05	ND** - 1,54	Amodal	0,22 ± 0,41	ND** -0,336	0	0,04 ± 0,11
Ortofosfato (mg.L ⁻¹)	0,005 - 0,981	0,005	0,40 ± 0,24	0,017 - 0,338	0,043	0,156 ± 0,09	0,001 - 0,869	Amodal	0,24 ± 0,30	0,001 -0,073	0,004	0,014 ± 0,02
Clorofila-a (mg.L ⁻¹)	0,006 - 2,203	0,737	0,65 ± 0,65	0,002 - 0,519	Amodal	0,083 ± 0,12	0,028 - 3,52	Amodal	0,96 ± 1,00	0,007 -0,471	0,016	0,07 ± 0,12
Silicato (mg.L ⁻¹)	0,398 - 0,956	Amodal	0,70 ± 0,22	0,136 - 2,038	Amodal	0,85 ± 0,68	0,33 -1,68	Amodal	0,93 ± 0,38	0,412 -2,29	Amodal	0,77 ± 0,58

Desvio Padrão; ** Não Detectável.

4. DISCUSSÃO

4.1. CARACTERÍSTICAS FÍSICO-QUÍMICAS DA ÁGUA

À temperatura estão relacionados o ritmo dos processos químicos, a solubilidade do oxigênio, o ritmo biológico dos organismos cultivados (KLEEREKOPER, 1990) e, conseqüentemente, a produtividade do cultivo. A exigência térmica depende da espécie cultivada, sendo que para *L. vannamei* a faixa mais adequada ao crescimento está entre 28 e 30°C, com a faixa de conforto variando de 26 a 30°C (KUBITZA, 2003). No presente trabalho, a variação térmica não comprometeu o crescimento dos camarões, já que a moda e a média de temperatura variaram dentro da faixa de conforto.

Quanto à salinidade, o *L. vannamei* se desenvolve melhor entre 15 e 25 (KUBITZA, op. cit.; BOYD, s.d.), com bom desenvolvimento até 33 (AVAULT, JR, 1996), podendo tolerar maiores variações conforme o tempo de exposição. Durante o experimento, a moda da salinidade foi de 25, visando mantê-la na faixa adequada ao bom crescimento dos camarões.

O oxigênio dissolvido é essencial à vida dos organismos aquáticos e entender sua dinâmica é fundamental ao manejo e diminuição dos riscos em ambientes de cultivo. Fatores como temperatura, salinidade, movimentação da água, atividade fotossintética e biomassa afetam a dinâmica do oxigênio na água e, conseqüentemente, interferem no metabolismo dos organismos cultivados (KUBITZA, op. cit.). Pôde-se observar que nos tratamentos não povoados os limites inferiores de oxigênio foram maiores do que nos tratamentos povoados, em decorrência da inexistência dos camarões. Nos tratamentos povoados, a amplitude do oxigênio dissolvido foi maior, devido às oscilações da biomassa fitoplanctônica, coincidindo com maiores valores de clorofila-*a*. A concentração de oxigênio dissolvido foi menor no mês de outubro, provavelmente em razão do aumento da biomassa de camarão no final do cultivo.

Segundo Middleton e Reeder (2003), os fertilizantes orgânicos mantêm as concentrações de oxigênio dissolvido mais baixas do que os fertilizantes inorgânicos, o que não foi observado nos tratamentos povoados, onde no TP (trigo povoado) as concentrações foram maiores do que no CP (controle povoado).

Durante o cultivo, as concentrações de oxigênio dissolvido devem ser mantidas, preferencialmente, acima de 4 mg.L^{-1} e não abaixo de 2 mg.L^{-1} , a fim de evitar estresse e risco de mortalidade (KUBITZA, 2003), no entanto, juvenis de *L. vannamei* sobreviveram por 16 dias em concentrações de 1,17 e 1,21 ppm (AVAULT, JR, 1996). Conforme Boyd (s.d.) e Avault Jr (id.), os melhores crescimentos são observados com concentrações de oxigênio acima de 5 mg.L^{-1} . Devido ao balanço entre as atividades fotossintética e respiratória das comunidades aquáticas, os níveis de oxigênio têm variações diuturnas, com níveis mais críticos durante a noite e primeiras horas do dia (KLEEREKOPER, 1990). Os níveis de oxigênio no experimento mantiveram-se sempre acima dos valores recomendados por Kubitza (2003) e, mesmo durante o período noturno, não foram inferiores a 2 mg.L^{-1} . O valor modal do oxigênio, em todos os tratamentos, foi superior a 5 mg.L^{-1} , não sendo considerado um fator limitante ao crescimento. O monitoramento do oxigênio dissolvido, da transparência da água e a disponibilidade de aeração em cada tanque foram utilizados como forma de prevenir ou minimizar níveis críticos.

Normalmente, em ambientes de cultivo, a transparência da água está relacionada com a densidade fitoplanctônica, onde águas transparentes contêm pouco fitoplâncton em comparação com águas turvas (KUBITZA, 2003; BOYD, s.d.). Maiores níveis de produtividade primária, ou seja, menor transparência da água pode ocorrer mais pelo fornecimento de ração do que pela fertilização, sendo que as fertilizações perdem importância à medida que as taxas de arraçoamento aumentam (BOYD, s.d.). Então, pôde-se observar que nos tratamentos povoados a transparência diminuiu gradativamente ao longo cultivo, apresentando valores mínimos bem inferiores aos tratamentos não povoados devido à presença de alimento artificial, tanto nos tratamentos com fertilizantes inorgânicos como no orgânico. Segundo o mesmo autor, a maior transparência favorece o crescimento de algas filamentosas bentônicas, o que ocorreu principalmente no mês de agosto, onde no início do experimento a transparência foi maior em todos os tratamentos, favorecendo a abundância de *Oscillatoria* na comunidade bentônica.

O pH afeta a qualidade da água e a biota aquática, estando relacionado com a disponibilidade de alguns nutrientes, alteração da alcalinidade e com a toxicidade da amônia, aumentando sua toxidez com valores de pH acima de 9 (AVAULT, JR, 1996). Em águas estuarinas, normalmente a oscilação do pH varia de 6,5 a 9, limites não considerados adversos para cultivo de camarão (KUBITZA, 2003; ARANA,

1997; AVAULT, JR, 1996). Segundo Boyd (s.d.), os níveis entre 6 e 9 são considerados ideais para o crescimento de espécies aquícolas. Valores mais baixos de pH podem ocorrer em função da atividade fotossintética, devido às concentrações de gás carbônico, porém não devem ser inferiores a 4,5 (KUBITZA, id.). No experimento, os valores de pH diferiram significativamente entre os tratamentos não povoados e povoados, com menores valores de pH justamente nos tratamentos povoados, que apresentaram maiores valores de clorofila-a.

A alcalinidade possui um importante papel no equilíbrio ácido-básico da água, atuando como tampão nas flutuações diárias de pH em função dos processos fotossintéticos e respiratórios (KUBITZA, 2003), principalmente pela presença de carbonatos e bicarbonatos (ARANA, 1997). Normalmente em águas estuarinas as concentrações de alcalinidade estão entre 150 e 250 mg.L⁻¹ de CaCO₃.L⁻¹ (KUBITZA, id.), podendo ser encontrados valores de 10 a 400 mg.L⁻¹ de CaCO₃.L⁻¹ (ARANA, 2002). Houve uma tendência de decréscimo nos valores de alcalinidade ao longo do experimento, em todos os tratamentos, com grande variação entre os meses. No início do experimento, os valores de alcalinidade foram acompanhados quinzenalmente, mantendo-se em torno de 150 mg.L⁻¹ de CaCO₃.L⁻¹ e, a partir de da metade do cultivo (outubro), quando não foi possível o monitoramento, houve um decréscimo, porém, os valores mínimos não ficaram abaixo do recomendado por Arana (2002).

A aplicação de fertilizantes nitrogenados, a decomposição microbiana da matéria orgânica, a excreção nitrogenada dos camarões e a utilização de rações são fatores que aumentam a disponibilidade dos compostos nitrogenados na água (KUBITZA, 2003; BOYD, s.d). Assim, no tratamento CP (controle povoado) pôde-se observar maiores valores de nitrato, nitrito e amônia em comparação com o tratamento CNP (controle não povoado). No tratamento TP (trigo povoado), os valores de nitrito também foram maiores do que os encontrados no tratamento TNP (trigo não povoado). Tidwell et al. (1997), comparando tratamentos povoado e não povoado também observaram incremento de compostos nitrogenados no tratamento povoado devido à produção de metabólitos pelos camarões. Nos tratamentos povoados (CP e TP), os valores de nitrato e nitrito estiveram dentro do recomendado por Boyd (s.d.) ou sempre próximos e, nos tratamentos não povoados (CNP e TNP), estiveram abaixo. Ao contrário, a amônia excedeu os valores recomendados pelo autor nos tratamentos povoados (CP e TP), porém não houve comprometimento da

sobrevivência dos camarões, já que os valores mais altos ($> 0,1 \text{ mg.L}^{-1}$) não permaneceram por um tempo prolongado.

Em todos os tratamentos pode-se observar uma diminuição da concentração de nitrato a partir do terceiro mês cultivo (outubro), onde não foi possível o monitoramento deste nutriente, assim como ocorreu com a alcalinidade.

O fósforo é um macronutriente importante na produtividade primária, pois freqüentemente limita o crescimento do fitoplâncton por ocorrer em baixas concentrações (KUBITZA, 2003; SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, 2001; KLEEREKOPER, 1990), sendo recomendada sua aplicação para fertilizar os viveiros. Além da fertilização, a alimentação artificial, as decomposições dos alimentos não consumidos e das fezes constituem fontes contínuas de fósforo para o ambiente (BOYD, s.d.). A partir do segundo mês de cultivo (setembro), com o incremento da biomassa de camarões e, conseqüentemente, da ração, os tratamentos povoados (CP e TP) apresentaram elevação dos valores de ortofosfato, excedendo, no final do experimento, o limite máximo recomendado por Boyd (s.d). No entanto, o valor modal de ortofosfato se manteve dentro do recomendável. Comparando os níveis de ortofosfato entre os tratamentos CNP (controle não povoado) e TNP (trigo não povoado), o CNP apresentou maiores valores que o TNP. A partir de setembro, quando no CNP os valores diminuíram, no TNP os valores aumentaram na maioria das repetições, demonstrando que o farelo de trigo possui níveis elevados de fósforo, conforme verificado por Campos (1981) apud Nicodemo (1999), e sugerindo que sua liberação na água é gradativa.

A presença de silicato é importante na disponibilidade de Bacillariophyceae (algas diatomáceas), embora possam se desenvolver na sua ausência, porém não sintetizam suas frústulas e membranas silicosas características (SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, 2001; KLEEREKOPER, 1990), as quais atuam na formação do exoesqueleto dos camarões. Ao aumentar a quantidade de silicato disponível na água, aumenta a abundância de diatomáceas principalmente em relação às cianofíceas (ROA et al., 1999). Os menores valores de silicato corresponderam aos tratamentos povoados (CP e TP), que apresentaram maiores concentrações de clorofila-a e predominância de *Nitzschia* e *Coscinodiscus*, sugerindo que estas taxas utilizaram-se do silicato disponível para o seu desenvolvimento. Os tratamentos TP e TNP apresentaram maiores valores de silicato em relação aos tratamentos CP e CNP, sugerindo que o farelo de trigo apresenta teores elevados de sílica em sua

composição. De uma maneira geral, como não foi possível acompanhar os níveis de silicato durante todo o experimento, estes se mantiveram abaixo do recomendado por Boyd (s.d.).

A concentração de clorofila-a é um indicador da abundância de fitoplâncton, aumentando à medida que aumenta o fitoplâncton (BOYD, s.d.). Os tratamentos povoados (CP e TP) apresentaram maior concentração de clorofila-a e também maior abundância de fitoplâncton, provavelmente em função da presença de alimento artificial, com uma tendência de menores concentrações de clorofila-a no início do experimento. Em todos os tratamentos as concentrações de clorofila-a foram mais elevadas do que o recomendado por Boyd (s.d.), contudo não houve comprometimento dos níveis de oxigênio dissolvido, provavelmente em razão da aeração constante.

Ao final do experimento, nos tratamentos com fertilizantes inorgânicos (CNP e CP), a matéria orgânica do sedimento variou de 0,92 a 1,75% e, onde foi utilizado fertilizante orgânico (TNP e TP), a variação foi entre 0,87 a 1,26%. Mesmo não havendo diferença significativa entre os tratamentos, a matéria orgânica foi menor com o uso do farelo de trigo, ao contrário do que citam Barbieri Jr e Ostrensky Neto (2002), como adubos orgânicos sendo uma das principais fontes de matéria orgânica. A presença de aeração constante em toda a coluna d'água pode ter prevenido teores elevados de matéria orgânica que comprometessem o ambiente, ressuspensando e oxidando a matéria orgânica por via aeróbica, gerando gás carbônico e nitrato utilizados pelos produtores (KUBITZA, 2003; MARTINEZ-CORDOVA et al. 1998a).

4.2. FERTILIZAÇÃO E MANEJO

Os fertilizantes químicos mais comumente utilizados como fonte de nitrogênio são a uréia, devido ao seu baixo custo, e os combinados de nitrogênio e fósforo, como o M.A.P. (monoamônio fosfato), por apresentarem melhores resultados do que os inorgânicos isolados (BARBIERI JR; OSTRENSKY NETO, 2002), sendo recomendável diluí-los antes da aplicação, principalmente os fertilizantes à base de fósforo, a fim de favorecer a assimilação dos nutrientes para um rápido desenvolvimento do fitoplâncton, bem como evitar que sedimentem no fundo do

ambiente de cultivo (KUBITZA, 2003; TEICHERT-CODDINGTON; BOYD, 1997; BOYD, s.d.).

Diferentes proporções de macronutrientes, taxas e frequências de fertilização podem ser testadas, já que não se conhece um padrão ideal (BOYD, s.d.), sendo, porém conveniente aumentar as concentrações de silicato a fim de induzir as diatomáceas e manter limitada a fonte de compostos nitrogenados devido a sua grande capacidade de induzir cianofíceas (ROA et al., 1999). Tamayo et al. (2003), testando diferentes proporções de N:P, observaram maiores valores de produtividade primária na relação 5:1 em comparação com 15:1, com predominância de *Spirulina*, cianofícea considerada benéfica no cultivo de camarão. Os fertilizantes nitrogenados e os compostos, como o M.A.P., possuem nitrogênio na forma amoniacal, resultando numa reação ácida (KUBITZA, 2003), o que também pode ter contribuído para a redução da alcalinidade ao longo do experimento.

O uso de farelos vegetais contorna a preocupação sanitária com relação aos fertilizantes orgânicos de origem animal, além de possuírem maior valor nutricional, sendo bastante eficientes para aumentar a produção de zooplâncton e organismos bentônicos (KUBITZA, op. cit.).

O manejo adequado de fertilização e a renovação da água estão diretamente relacionados com o desenvolvimento e abundância do fitoplâncton, bem como com a quantidade e qualidade dos efluentes. À medida que a taxa de arraçoamento aumenta, as fertilizações podem ser reduzidas para evitar o excesso de nutrientes, pois a ração os disponibiliza para o desenvolvimento do fitoplâncton (BOYD, s.d.). Se, por um lado, os fertilizantes disponibilizam nutrientes, a renovação da água expõe os nutrientes e o plâncton e neutraliza a fertilização (BOYD, id). Martinez-Cordova et al. (1998b) observaram que as trocas de água podem ser drasticamente reduzidas, sendo utilizada aeração adequada, sem redução significativa do crescimento, sobrevivência e produção do camarão. Em seu estudo, seis horas de aeração foram suficientes para elevar os parâmetros para valores que seriam obtidos com uma troca de água de 15%.

A redução das trocas de água ou a renovação zero com níveis adequados de aeração, juntamente com o manejo do alimento natural podem ser consideradas duas das alternativas mais viáveis para aumentar a viabilidade econômica dos cultivos, reduzirem os impactos das descargas de efluentes e patógenos nos

ecossistemas receptores (DECAMP et al., 2003; MARTINEZ-CORDOVA et al., 1998a; BOYD, 1997).

Em relação ao custo dos fertilizantes, Kubitza (2003) e Avault Jr (1996) referem-se aos orgânicos como geralmente sendo mais caros do que os inorgânicos. De acordo com Tamayo et al. (2003), o custo dos fertilizantes inorgânicos é alto para enriquecer águas salobras, sendo recomendável o conhecimento de fertilizantes menos onerosos que produzam bons resultados nos cultivos. Neste trabalho, o custo do farelo de trigo foi 50% inferior ao custo dos fertilizantes inorgânicos, além de não ter comprometido a qualidade da água.

4.3. ALIMENTO NATURAL

Os camarões peneídeos possuem requerimentos nutricionais de aminoácidos essenciais, ácidos graxos poli-insaturados (AGPI), fosfolipídios, esteróis e ácido ascórbico, que atuam diretamente no metabolismo, crescimento, resistência a patógenos e sobrevivência (GARCIA-GALANO, 1998).

As microalgas são de grande importância nutricional por apresentarem alta qualidade protéica, composição variável de açúcares, normalmente são ricas em AGPI e ácido ascórbico, e provavelmente possuem substâncias que aumentam a atividade enzimática ou melhoram a digestão dos alimentos (GARCIA-GALANO, op. cit.; BROWN et al., 1997), além de sua importância na alimentação do zooplâncton, transferindo energia para os demais níveis tróficos (BROWN et al., id.). As diatomáceas como *Nitzschia* e *Navicula* são ricas em AGPI – n3 e n6, ao contrário das clorofíceas, que têm baixo valor nutricional (BROWN et al., 1997).

A alimentação de larvas selvagens de *L. vannamei* constitui-se de algas e pequenos invertebrados, ricos em aminoácidos e AGPI – n3 e n6, os quais são essenciais para o crescimento desta espécie (CUZON et al., 2004), podendo servir como indicador nutricional para os organismos cultivados (GARCIA-GALANO, op. cit.).

A ocorrência de algumas espécies de microalgas pode ser constante ou temporal, de acordo com as variáveis ambientais e com o consumo, no entanto as diatomáceas são preferidas por favorecerem mais o crescimento dos camarões do que as cianofíceas (ALONSO-RODRIGUEZ; PÁEZ-OSUNA, 2003), pois estas e os dinoflagelados armazenam substâncias potencialmente tóxicas aos camarões

(KUBITZA, 2003). Em quatro fazendas de camarão, Alonso-Rodriguez e Páez-Osuna (id.) observaram maior diversidade e abundância de diatomáceas na primavera e verão e no final do cultivo; as cianofíceas foram abundantes durante todo o cultivo, com menor diversidade do que as diatomáceas; e, os dinoflagelados foram o grupo menos abundante. Apesar da predominância de *Protoperidinium* (dinoflagelado) e *Oscillatoria* (cianofíceas) no primeiro mês de cultivo (agosto), não foi observado o comprometimento da sobrevivência dos camarões em nenhum dos tratamentos.

No presente trabalho também foi possível observar uma sucessão de classes fitoplanctônicas ao longo do cultivo, com maior abundância de Cyanophyceae no início do cultivo (agosto) e de Bacillariophyceae (diatomáceas) a partir do segundo mês (setembro e outubro). Esta sucessão foi observada também em cada tratamento onde, em agosto, geralmente predominaram *Protoperidinium* e *Oscillatoria*, seguidas, no decorrer do cultivo, por *Nitzschia*, *Coscinodiscus*, *Amphiprora* e *Navicula*.

Comparando os fertilizantes, pôde-se observar que houve uma predominância de *Nitzschia* nos tratamentos com fertilizante orgânico (TP e TNP), o que não ocorreu nos tratamentos com fertilizantes inorgânicos (CP e CNP).

Quanto à abundância, o tratamento CP apresentou maior abundância fitoplanctônica em relação ao CNP, o que não ocorreu entre os tratamentos TP e TNP. Provavelmente a maior abundância no CP tenha ocorrido em função da liberação de nutrientes pela ração, sugerindo que nos tratamentos com fertilizante orgânico, o próprio farelo de trigo disponibiliza gradativamente nutrientes necessários para a manutenção das Bacillariophyceae. Qin et al. (1995), comparando fertilizantes inorgânicos com farelo de alfafa em cultivo de peixe, não observaram diferenças na abundância de diatomáceas entre os tratamentos. Mischke e Zimba (2004) observaram que as concentrações de fitoplâncton foram pouco afetadas com a utilização de farelo de algodão.

Segundo Martinez-Cordova et al. (2002), as concentrações de clorofila-*a* tendem a decrescer do início para o final do cultivo, provavelmente pelo intenso consumo da comunidade fitoplanctônica pelo zooplâncton e invertebrados bentônicos, o que pôde ser observado entre os tratamentos TNP e CNP e entre TP e CP, com menores concentrações em outubro e agosto. Em agosto as concentrações

foram mais baixas provavelmente por ser o início do cultivo e ter decorrido pouco tempo da fertilização inicial.

A abundância do zooplâncton e dos organismos bentônicos pode estar relacionada às concentrações de clorofila-a (MARTINEZ-CORDOVA et al., 2002.) ou, em alguns casos, esta relação pode não ser verificada (PRESTON et al., 2003). No presente trabalho não pôde ser observada uma relação entre clorofila-a e abundância de zooplâncton, já que, em todos os tratamentos não houve diferença entre os meses, como ocorreu com a clorofila-a. A presença de nanoplâncton pode explicar a presença de zooplâncton na ausência de fitoplâncton, pois o zooplâncton alimenta-se largamente do nanoplâncton (KLEEREKOPER, 1990).

Segundo Martinez-Cordova et al. (2002), copépodos, larvas e adultos de poliquetas, ostracodas, rotíferos e outros crustáceos são considerados importantes fontes de alimento para os camarões e, em seu trabalho, os autores observaram predominância de rotíferos e copépodos, principalmente nos viveiros fertilizados. Estes grupos estiveram presentes neste trabalho, com maior abundância de rotíferos, exceto no TNP, concordando com os autores citados, que a fertilização incrementa o zooplâncton, sem diferença entre os fertilizantes inorgânicos e o farelo de trigo. Qin et al. (1995), comparando fertilizantes inorgânicos com farelo de alfafa, observaram maior abundância de rotíferos no tratamento com fertilizantes inorgânicos. Mischke e Zimba (2004), utilizando farelo de algodão observaram que as concentrações de zooplâncton foram pouco afetadas por este fertilizante.

De uma maneira geral, nos tratamentos não povoados (CNP e TNP) houve uma maior diversidade do que nos tratamentos povoados (CP e TP), podendo sugerir a preferência alimentar dos camarões por certos grupos menos abundantes, como copépodos e larvas de poliqueta.

Assim como para o fitoplâncton, no fitobentos também houve uma sucessão na abundância das classes, onde as Bacillariophyceae aumentaram gradativamente sua abundância ao longo do experimento. Em geral houve uma predominância de *Oscillatoria* em agosto e das diatomáceas *Cymbella*, *Navicula*, *Nitzschia* e *Amphiprora* no decorrer do cultivo. Nos tratamentos não povoados (CNP e TNP), a abundância de fitobentos foi maior do que nos tratamentos povoados (CP e TP), sugerindo o consumo pelos camarões, já que Cuzon et al. (2004), encontraram grande proporção de diatomáceas bentônicas no conteúdo estomacal de juvenis de *L. vannamei* cultivados.

O meiobentos foi incrementado ao longo do experimento, com maior abundância de nematódeos, em todos os tratamentos, seguido de rotíferos. O tratamento TNP apresentou maior abundância quando comparado com os tratamentos CNP e TP, sugerindo que o farelo de trigo incrementa esta comunidade mais do que os fertilizantes inorgânicos e que houve predação por parte dos camarões. Martinez-Cordova et al. (2002) também relataram os nematódeos como organismos mais comuns na comunidade bentônica. A maior abundância deste grupo pode estar relacionada ao tipo de fertilizante ou à preferência dos camarões pelos demais grupos que estiveram presentes, porém foram pouco abundantes, como os rotíferos, copépodos e náuplios de crustáceos.

Na análise de macro-invertebrados também houve a predominância de nematódeos no primeiro mês de cultivo (agosto), com presença de nematódeos, larva e adultos de poliquetas em setembro e nematódeos e adulto de poliquetas em outubro, com presença destes grupos somente nos tratamentos não povoados (CNP e TNP). Nos tratamentos povoados (CP e TP) somente houve macro-invertebrados no mês de agosto. Isto sugere que nos tratamentos povoados houve consumo destes organismos pelos camarões, e que esta predação se torna mais efetiva na fase adulta. Martinez-Cordova et al. (1998a) e Nunes e Parsons (2000) também observaram o decréscimo da abundância de organismos bentônicos ao longo do cultivo, provavelmente associado ao consumo pelos camarões. *Penaeus* spp adquirem um hábito alimentar carnívoro mais pronunciado à medida que vão se tornando adultos (NUNES; PARSONS, id.), substituindo gradualmente a ingestão de material vegetal e detritos animais, principalmente por poliquetas e copépodos (NUNES et al., 1997). Segundo Tidwell et al. (1997), a presença de camarões está associada com 38% do decréscimo total da população de macro-invertebrados, e a fertilização e alimentação estariam associadas com um similar incremento na densidade destes organismos.

Nos tratamentos com fertilizante orgânico (TP e TNP) houve a predominância de oligoquetas, o que, assim como no meiobentos, pode estar relacionada ao tipo de fertilizante ou à preferência dos camarões pelos demais grupos que estiveram presentes, porém foram pouco abundantes, como os poliquetas e rotíferos. Tidwell et al. (op. cit.), cultivando *Macrobrachium rosenbergii*, também obtiveram maior abundância de oligoquetas, sugerindo que seriam beneficiados pela decomposição

dos fertilizantes e por seu tamanho, já que são cem vezes maiores do que um nematódeo, por exemplo.

No cultivo de *L. vannamei* a estimativa é de que o alimento natural contribua com 50 a 77% na nutrição dos camarões em sistema semi-intensivo, onde os organismos zooplanctônicos e bentônicos são efetivamente consumidos (MARTINEZ-CORDOVA et al., 1998b).

Em cultivos sistema semi-intensivos de *Farfantepenaeus subtilis*, o alimento natural consumido representou 84,39% do total de alimento ingerido, enquanto que o alimento artificial representou 15,61% (NUNES et al., 1997).

Para *Penaeus monodon* cultivados em sistema semi-intensivo, a contribuição de alimentação peletizada nunca excedeu 50% do conteúdo estomacal dos organismos (FOCKEN et al., 1998). Gonzáles (1998) apud ALLAN; SMITH (1998) estimou que durante dois meses de cultivo experimental, a contribuição do alimento natural variou de 51 a 89% do total de alimento ingerido para essa espécie.

4.4. CRESCIMENTO DO CAMARÃO E ASPECTOS DE PRODUÇÃO

Os valores de crescimento e produção foram semelhantes sob os dois regimes de fertilização, com mesmo percentual de sobrevivência, comprovando o bom desenvolvimento de *L. vannamei* quando cultivado com fertilizante orgânico à base de farelo de trigo, o que também havia sido observado por Ferreira et al. (2003) ao analisar o crescimento desta espécie sob fertilizantes inorgânicos e farelo de trigo.

Neste trabalho, os valores de ganho de peso e conversão alimentar final foram semelhantes aos valores encontrados por Martinez-Cordova et al. (1998b) e Thakur e Lin (2003), cultivando *L. vannamei* e *P. monodon*, respectivamente. No entanto, a sobrevivência alcançada neste trabalho foi maior do que a conseguida pelos autores.

A conversão alimentar final do experimento ficou em torno de 1,8, no entanto puderam-se observar valores distintos entre a metade inicial do experimento (CA = 1,3) e a final (CA \cong 2,1), em ambos os regimes de fertilização. Segundo Barbieri Jr. e Ostrensky Neto (2002), valores entre 0,9 e 1,5 são considerados satisfatórios, podendo variar em função da densidade de estocagem. Boyd (1997), porém cita que geralmente as fazendas obtêm uma conversão alimentar entre 2,0 e 2,4.

Além da densidade de estocagem, a conversão alimentar pode estar relacionada com a disponibilidade de alimento natural no ambiente de cultivo (BARBIERI JR; OSTRENSKY NETO; op. cit.). No período em que a taxa de conversão alimentar foi menor (1,3), houve um consumo diferenciado de alimento natural, com menor abundância de fitobentos e meiobentos. Nos tratamentos povoados (CP e TP), houve maior abundância de *Oscillatoria* no fitobentos em relação aos tratamentos não povoados (CNP e TNP), onde houve maior abundância de *Chroococcus* e *Cymbella*, sugerindo que houve maior consumo das diatomáceas pelos camarões. Segundo Nunes e Parsons (2000), os camarões *Penaeus* spp podem mudar o padrão alimentar durante o cultivo, substituindo gradualmente a ingestão de material vegetal e detritos animais, e passando a um hábito alimentar carnívoro mais pronunciado à medida que vão se tornando adultos.

A menor conversão alimentar está diretamente relacionada com o menor consumo de ração, demonstrando a importância de se fazer um ajuste periódico da quantidade de ração fornecida. Allan e Smith (1998) relatam que a introdução de alimento artificial pode ser reduzida, especialmente nos primeiros estágios do cultivo. O manejo alimentar deve ser ajustado conforme a abundância de alimento natural e os níveis de oxigênio dissolvido, fatores que influenciam na ingestão de alimento artificial (FOCKEN et al., 1998).

A qualidade da água e o controle da quantidade de efluentes estão diretamente relacionados ao manejo alimentar; e, a melhoria do manejo e a eficiência da conversão alimentar contribuem para redução dos custos de produção e da poluição ambiental (BARBIERI JR; OSTRENSKY NETO, 2002).

O sistema de cultivo fechado, sem trocas de água, pode manter níveis aceitáveis de qualidade de água para o cultivo de camarões, com bom crescimento com densidade de estocagem da ordem de 50 juvenis.m⁻², reduzindo os níveis de nutrientes nos efluentes e minimizando os impactos ambientais da carcinicultura (THAKUR; LIN, 2003).

5. CONCLUSÃO

Em decorrência dos diferentes regimes de fertilização utilizados neste estudo, análogo ao sistema semi-intensivo de cultivo de camarão, os resultados indicaram que:

1. Nos tratamentos submetidos ao farelo de trigo, a qualidade da água esteve dentro dos níveis considerados satisfatórios ou superiores em relação aos fertilizantes inorgânicos, uma vez que as concentrações de oxigênio dissolvido foram mais elevadas com este fertilizante;
2. A comunidade planctônica foi positivamente induzida na presença de farelo de trigo, com abundância de Bacillariophyceae, consideradas de alto valor nutricional na dieta dos camarões por apresentarem teores adequados de nutrientes essenciais na sua composição, e rotíferos;
3. A comunidade bentônica esteve constituída de Bacillariophyceae, principalmente por *Nitzschia*, *Amphiprora* e *Cymbella*, rotíferos e oligoquetas sob fertilização com farelo de trigo, sendo a presença de oligoquetas possivelmente devido à preferência alimentar dos camarões por poliquetas, que estiveram presentes, porém foram menos abundantes;
4. A presença dos camarões é inversamente proporcional à abundância principalmente da comunidade bentônica, demonstrando o consumo do alimento natural pelos camarões, e a influência da disponibilidade dos nutrientes da ração, refletida na concentração de clorofila *a*;
5. A preferência alimentar durante as fases de desenvolvimento dos camarões determinou a abundância de alimento natural, refletida nos diferentes valores de conversão alimentar ao longo do cultivo, podendo ser utilizada como base para ajustes periódicos da quantidade de ração fornecida;

6. Os dados de produção obtidos com o fertilizante orgânico foram semelhantes aos alcançados com os fertilizantes inorgânicos, sugerindo que os camarões desenvolvem-se bem sob regime de fertilização à base de farelo de trigo;

7. O farelo de trigo teve um custo 50% inferior em relação aos fertilizantes inorgânicos, contribuindo para minimizar os custos de produção; e,

8. A utilização adequada de aeração nos ambientes de cultivo pôde tornar desnecessária a renovação da água, sem comprometimento de sua qualidade, contribuindo para minimizar a quantidade de efluentes.

Considerando os vários aspectos deste estudo, pôde-se concluir que, assim como os fertilizantes inorgânicos, o farelo de trigo demonstrou bons resultados tanto na manutenção da qualidade da água sem renovação e na disponibilidade de alimento natural, como no desenvolvimento dos camarões, desta forma contribuindo para a minimização dos efluentes da carcinicultura e seu impacto sobre o ambiente e ainda na redução dos custos de produção. Mesmo assim, fica a sugestão de que este tratamento seja aplicado em viveiros de cultivo comercial, a fim de verificar a analogia com estes resultados, bem como a realização da análise do conteúdo estomacal dos camarões para comprovar a ingestão do alimento natural.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALLAN, G. L.; SMITH, D. M. Recent nutrition research with Australian penaeids. *Reviews in Fisheries Science*, v. 6, n. 1-2, p. 113-127, 1998.

ALONSO-RODRIGUEZ, R.; PÁEZ-OSUNA, F. Nutrients, phytoplankton and harmful algal blooms in shrimp ponds: a review with special reference to the situation in the Gulf of California. *Aquaculture*, v. 219, p. 317-336, 2003.

A.P.H.A / A.AW.W.A / W.E.F. *Standard methods for the examination of water and wastewater*. 19 ed. Washington: A.P.H.A., 1995.

ARANA, L. A. V. *Aqüicultura e desenvolvimento sustentável: subsídios para a formulação de políticas e desenvolvimento da aqüicultura brasileira*. Florianópolis: Ed. da UFSC, 1999. 310 p.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE NORMAS TÉCNICAS. *NBR 6023: informação e documentação: referências – elaboração*. Rio de Janeiro, 2002. 22 p.

ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE NORMAS TÉCNICAS. *NBR 14724: informação e documentação - trabalhos acadêmicos: Apresentação*. Rio de Janeiro, 2002. 06 p.

AVAVULT JR, J. W. *Fundamentals of aquaculture: a step-by-step guide to commercial aquaculture*. Baton Rouge: AVA Publishing Company Inc., 1996. 889 p.

BARBIERI JR, R. C.; OSTRENSKY NETO, A. *Camarões marinhos: engorda*. Viçosa: Aprenda Fácil, 2002. 370 p.

BARNES, R. *Zoologia dos invertebrados*. 4 ed. Pennsylvania: Saunders Collage, 1984. 1179 p.

BOLTOVSKOY, D. *Atlas del zooplankton del Atlántico sudoccidental y métodos de trabajo con el zooplancton marino*. Mar Del Plata: INIDEP, 1981. 791 p.

CAMPOS, S. S. Influência do farelo de trigo na disponibilidade do alimento natural e no crescimento...

BOYD, C. E. Fertilizantes químicos na aqüicultura de viveiros. *Revista da ABCC*, ano 5, n. 3. p. 79-81, setembro 2003.

BOYD, C. E. *Manejo do solo e da qualidade da água em viveiros para aqüicultura*. Tradução Eduardo Ono. Campinas: [s.n.], 1997. 55 p. Tradução de: Pond bottom soil and water quality management for pond aquaculture.

BOYD, C. E. *Manejo da qualidade da água na aqüicultura e no cultivo do camarão marinho*. Tradução Josemar Rodrigues. Recife: ABCC, s.d. 157 p.

BROWN, M. R.; JEFFREY, S. W.; VOLKMAN, J. K.; DUNSTAN, G. A. Nutritional properties of microalgae for mariculture. *Aquaculture*, v. 151, p. 315-331. 1997.

BRUSCA, R.; BRUSCA, G. *Invertebrates*. 2 ed. Sunderland: Sinauer Associates, Inc., 2003. 936 p.

BURFORD, M. A.; THOMPSON, P. J.; MCINTOSH, R. P.; BAUMAN, R. H.; PEARSON, D. C. Nutrient and microbial dynamics in high-intensity zero-exchange shrimp ponds in Belize. *Aquaculture*, v. 219, p. 393-411. 2003.

CORREIA, E. S. *Influência da alimentação natural no cultivo semi-intensivo do camarão de água doce *Macrobrachium rosenbergii* (De Man, 1879)*. 1998. 136 f. Tese (Doutorado em Ciências) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.

CUNHA, M. G. S.; ESKINAZI-LEÇA, E. *Catálogo das diatomáceas (Bacillariophyceae) da plataforma continental de Pernambuco*. Recife: SUDENE – DPG/PRN/RPE, UFPE – Depto. Oceanografia, 1990. 308 p.

CUZON, G.; LAWRENCE, A.; GAXIOLA, G.; ROSAS, C.; GUILLAUME, J. Nutrition of *Litopenaeus vannamei* reared in tanks or in ponds. *Aquaculture*, in press. 2004.

DECAMP, O.; CODY, J.; CONQUEST, L.; DELANOY, G.; TACON, A. G. J. Effect of salinity on natural community and production of *Litopenaeus vannamei* (Boone),

CAMPOS, S. S. Influência do farelo de trigo na disponibilidade do alimento natural e no crescimento...

within experimental zero-water exchange culture systems. *Aquaculture Research*, v. 34, p. 345-355. 2003.

FOCKEN, U.; GROTH, A.; COLOSO, R. M.; BECKER, K. Contribution of natural food and supplemental feed to the gut content *Penaeus monodon* Fabricius in a semi-intensive pond system in the Philippines. *Aquaculture*, v. 164, p. 105-116. 1998.

FELFÖDY, L.; SZABO, E.; TOTH, L. *A biológiai vizminőség.* Budapeste: Vizugyi Hidrobiológia Vizedok, v. 160, 1987. 258 p.

FERREIRA, D. A.; SILVA JR, R. F.; LEAL, A. L.; ALMEIDA, M. A. F.; CORREIA, E. S. Crescimento do camarão marinho *Litopenaeus vannamei* em viveiros submetidos a diferentes regimes de fertilização. In: XIII Congresso Brasileiro de Engenharia de Pesca, 2003, Porto Seguro - BA. *Anais...* Porto Seguro: 2003. p. 317-322.

GARCIA-GALANO, T. Nutrición de larvas de camarón. In: CIVERA-CERECEDO, R.; PÉREZ-ESTRADA, C. J.; RICQUE-MARIE, D.; CRUZ-SUÁREZ, L. E. (Eds). *Memorias del IV Simposium Internacional de Nutrición Acuícola.* México. p. 42-52. 1998. CD-ROM.

GOLTERMAN, H. J.; CLYMO, R. S.; OHNSTAD, M. A. M. *Methods for physical and chemical analysis of freshwaters.* London: Blackwell Sci. Pub., 1978. 214 p.

HANSEN, C. F. K.; HOPKINS K.D.; GUTTMAN H. A comparative analysis of the fixed-input, computer modeling, and algal bioassay approaches for identifying pond fertilization requirements for semi-intensive aquaculture. *Aquaculture*, v. 228, p. 189-214. 2003

KLEEREKOPER, H. *Introdução ao estudo da limnologia.* 2 ed. Porto Alegre: Ed. da UFRGS, 1990. 329 p.

KOROLEFF, F. Determination of nutrients. In: GRASSHOFF, K. (Ed.) *Methods of seawater analysis.* Verlag Chemie Weinheim, 1976. p. 117-187.

CAMPOS, S. S. Influência do farelo de trigo na disponibilidade do alimento natural e no crescimento...

KUBITZA, F. *Qualidade da água no cultivo de peixes e camarões*. Jundiaí: F. Kubitza, 2003. 229 p.

LANDAU, M. *Introduction to aquaculture*. New York: John Wiley & Sons, Inc., 1991. 440 p.

LAWRENCE, A.; CASTILLE, F.; VELASCO, M.; BRAY, W. Programa de rações “favoráveis ao meio ambiente” ou “menos poluentes” para fazendas de camarão marinho. *Revista da ABCC*, ano 5, n. 2. p. 88-94. Junho 2003.

MACKERETH, F. J. H.; HERON, J.; TALLING, J. F. *Water analysis: some revised methods for limnologists*. London: Scient. Public., n. 36. 1978. 121 p.

MARTINEZ-CORDOVA, L. R.; CAMPAÑA-TORRES, A.; PORCHAS-CORNEJO M., A. Promotion and contribution of biota in low water exchange ponds farming blue shrimp *Litopenaeus stylirostris* (Stimpson). *Aquaculture Research*, v. 33, p. 27-32. 2002.

MARTINEZ-CORDOVA, L. R.; VILLARREAL-COLEMNARES, H.; PORCHAS-CORNEJO, M. A. Response of biota to aeration rate in low water exchange ponds farming white shrimp, *Penaeus vannamei* Boone. *Aquaculture Research*, v. 29, p. 587-593. 1998a.

MARTINEZ-CORDOVA, L. R.; PORCHAS-CORNEJO, M. A.; VILLARREAL-COLEMNARES, H.; CALDERON-PEREZ, J. A.; NARANJO-PARAMO, J. Evaluation of three feeding strategies on the culture of white shrimp *Penaeus vannamei* Boone, 1931 in low water exchange ponds. *Aquacultural Engineering*, v. 17, p. 21-28. 1998b.

MIDDLETON, R. J.; REEDER, B. C. Dissolved oxygen fluctuations in organically and inorganically fertilized walleye (*Stizostedion vitreum*) hatchery ponds. *Aquaculture*, 219, p. 337-345, 2003.

CAMPOS, S. S. Influência do farelo de trigo na disponibilidade do alimento natural e no crescimento...

MISCHKE, C. C.; ZIMBA P. V. Plankton community responses in earthen channel catfish nursery ponds under various fertilization regimes. *Aquaculture*, v. 233, p. 219–235. 2004.

NEWELL, G. E.; NEWELL, R. C. *Marine plankton a practical guide*. London: London Hutchison Educational, 1963. 221 p.

NICODEMO, M. L. F. Fósforo suplementar para bovinos de corte. *Embrapa: Comunicado Técnico*, n. 57, novembro 1999. Disponível em: <<http://www.cnpqg.embrapa.br/publicacoes/cot/COT57.htm>>. Acesso em 15 mar. 2004.

NUNES, A. J. P. *Manual Purina de alimentação para camarões marinhos*. São Paulo: Paulínea, 2000. 40 p.

NUNES, A. J. P.; PARSONS, G. J. Effects of the Southern brown shrimp, *Penaeus subtilis*, predation and artificial feeding on the population dynamics of benthic polychaetes in tropical pond enclosures. *Aquaculture*, v. 183, p. 125-147. 2000.

NUNES, A. J. P.; GESTEIRA, T. C. V.; GODDARD, S. Food ingestion and assimilation by the Southern brown shrimp *Penaeus subtilis* under semi-intensive culture in NE Brazil. *Aquaculture*, v. 149, p. 121-136. 1997.

NUSCH E. A. Comparison of different methods for chlorophyll and phaeopigment determination. *Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol.*, n. 14, p. 14-36. 1988.

ODUM, E. P. *Ecologia*. Rio de Janeiro: Guanabara, 1986. 434 p.

OLIVEIRA, M. M. *Como fazer projetos, relatórios, monografias, dissertações e teses*. Recife: Edições Bargaço, 2003. 174 p.

POVEDA, C. M. Disminución de la Proteína en el Alimento del Camarón como una Estrategia para Reducir el Impacto Ambiental. In: CIVERA-CERECEDO, R.; PÉREZ-

CAMPOS, S. S. Influência do farelo de trigo na disponibilidade do alimento natural e no crescimento...

ESTRADA, C. J.; RICQUE-MARIE, D.; CRUZ-SUÁREZ, L. E. (Eds). *Memorias del IV Simposium Internacional de Nutrición Acuicola*. México. p. 574-586. 2000. CD-ROM.

PRESTON, N. P.; COMAN, F. F.; FRY, V. M. Shrimp pond zooplankton dynamics and the efficiency of sampling effort. *Aquaculture Research*, v. 34, p. 373-381. 2003.

QIN, J.; MADON, S. P.; CULVER, D. A. Effect of larval walleye (*Stizostedion vitreum*) and fertilization on the plankton community: implications for larval fish culture. *Aquaculture*, v. 130, p. 51-65. 1995.

ROA, S.; RIVERA, G.; QUEVEDO, R. Utilización de diferentes concentraciones de silicato para promover el crecimiento de algas. *Panorama Acuicola*, v. 4, n. 2, p. 44-46. Enero/febrero 1999.

ROCHA, I. P.; RODRIGUES, J.; AMORIM, L. A carcinicultura brasileira em 2002. *Revista da ABCC*, v. 6, n. 1, p. 30-36, março 2004.

ROCHA, M. M. R. M.; NUNES, M. L.; FIGUEIREDO, M. J. Cultivo de pós-larvas de *Penaeus vannamei*, em berçários intensivos. In: *Aqüicultura Brasil'98*, II, 1998, Recife - PE. *Anais...* Recife: 1998. p. 289-297.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; ROCHA, O. *Produção de plâncton (fitoplâncton e zooplâncton) para alimentação de organismos aquáticos*. São Carlos: RIMA, 2001. 106 p.

STREBLE, H.; KRAUTER, D. *Atlas de los microorganismos de água dulce*. Barcelona: Ediciones Omega, 1987. 357 p.

STREIT, D. P.; LUPCHINSKI, E.; MOREIRA, H. L. M. et al. Perspectivas atuais da aqüicultura marinha no Brasil. *Revista Acadêmica Multidisciplinar Urutagua*. Maringá, ano 1, n. 4, maio 2002. Disponível em: <www.uem.br/~urutagua/>. Acesso em 20 ago. 2003.

TACON, A. G. J; DOMINY, W. G.; PRUDER, G. D. 2000. Tendencias y retos globales de los alimentos para camarón. In: CIVERA-CEREDO, R; PÉREZ-

CAMPOS, S. S. Influência do farelo de trigo na disponibilidade do alimento natural e no crescimento...

ESTRADA, C. J.; RICQUE-MARIE, D.; CRUZ-SUÁREZ, L. E. (Eds.). *Memorias del IV Simposium Internacional de Nutrición Acuicola*. México p. 15-18. 1998. CD-ROM.

TAMAYO, R. M.; JAIME-CEBALLOS, B.; NODAR, R.; PÉREZ, A. M.; MARRERO, J. Efecto de la fertilización con diferentes razones N-P sobre la productividad primaria en la granja camaronera Calisur. *CIVA 2003*. p. 945-953. Disponível em: <<http://www.civa2003.org>>. Acesso em 20 dez. 2003.

TEICHERT-CODDINGTON, D.; BOYD, C. Solubility of selected inorganic fertilizers in brackish water. *Journal of the World Aquaculture Society*, v. 28, n. 2, p. 205-210, june, 1999.

THAKUR, D. P.; LIN, C. K. Water quality and nutrient budget in closed shrimp (*Penaeus monodon*) culture systems. *Aquacultural Engineering*, v. 27, p. 159-176, 2003.

TIDWELL, J. H.; COYLE, S. D.; WEBSTER, C. D.; SEDLACEK, J. D.; WESTON, P. A.; KNIGHT, W. L.; HILL JR, S. J.; D'ABRAMO, L. R.; DANIELS, W. H.; FULLER, M. J. Relative prawn production and benthic macroinvertebrate densities in unfed, organically fertilized, and fed pond systems. *Aquaculture*, v. 149, p. 227-242. 1997.

TOMAS, C. R. *Identifying marine diatoms and dinoflagellates*. San Diego: Academic Press, Inc. 1996. 598 p.

USO do trigo na alimentação animal. Disponível em:<<http://www.globalsite.com.br/zootec/artigos.htm>>. Acesso em 15 mar. 2004.

ZAR, J. H. *Biostatistical analysis*. New Jersey: Prentice Hall. 1996. 662 p.