

UNIVERSIDADE FEDERAL DE PERNAMBUCO
CENTRO DE TECNOLOGIA E GEOCIÊNCIAS
ESCOLA DE ENGENHARIA DE PERNAMBUCO
DEPARTAMENTO DE OCEANOGRAFIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM OCEANOGRAFIA

Cultivo experimental de *Pseudodiaptomus acutus* (Dahl, 1894) alimentados
com diferentes tratamentos de microalgas

Aislan Galdino da Cunha

VIRTUS IMPAVIDA

Recife

2009

Aislan Galdino da Cunha

**Cultivo experimental de *Pseudodiaptomus acutus* (Dahl, 1894) alimentados
com diferentes tratamentos de microalgas**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Oceanografia da Universidade Federal de Pernambuco (PPGO – UFPE), como um dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ciências, na área de Oceanografia Biológica.

Orientador: Prof. Dr. Ralf Schwamborn

**Recife
2009**

C972c

Cunha, Aislan Galdino da.

Cultivo experimental de *Pseudodiaptomus acutus* (Dahl, 1894) alimentados com diferentes tratamentos de microalgas / Aislan Galdino da Cunha. - Recife: O Autor, 2009.
xxv, 120 folhas, il : grafs., tabs.

Dissertação (Mestrado) – Universidade Federal de Pernambuco. CTG. Programa de Pós-Graduação em Oceanografia, 2009.

Inclui Referências.

1. Oceanografia. 2. Cultivo de Copepoda. 3. *Pseudodiaptomus acutus*. 4. Ilha de Itamaracá. I. Título.

UFPE

551.46

CDD (22. ed.)

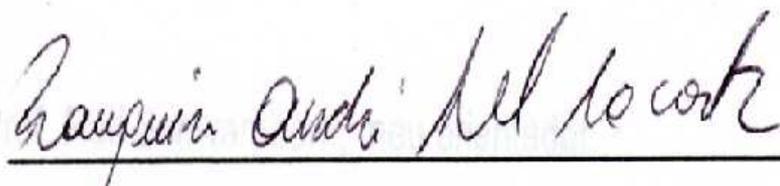
BCTG/2009-071

FOLHA DE APROVAÇÃO – COMISSÃO JULGADORA

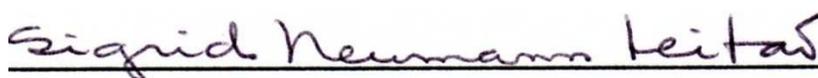
**Cultivo experimental de *Pseudodiaptomus acutus* (Dahl, 1894) alimentados
com diferentes tratamentos de microalgas**



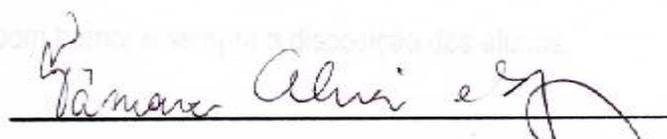
Prof. Dr. Ralf Schwamborn (Orientador) Presidente
(Universidade Federal de Pernambuco - UFPE)



Prof. Dr. Rauquীরio André Albuquerque Marinho da Costa - Titular Externo
(Universidade Federal do Pará)



Profa. Dra. Sigrid Neumann Leitão – Titular Interno
(Universidade Federal de Pernambuco - UFPE)



Profa. Dra. Tâmara de Almeida e Silva – Suplente Externo
(Universidade do Estado da Bahia - UNEB)

Profa. Dra. Lília Pereira de Souza Santos – Suplente Interno
(Universidade Federal de Pernambuco - UFPE)

AGRADECIMENTOS

Antes de tudo gostaria de agradecer a Deus que em todos os momentos, principalmente nos mais difíceis da minha vida estava lá, nunca deixando que eu baixasse minha cabeça, mostrando todos os caminhos e ensinamentos.

À minha família que sempre esteve comigo dando todo o apoio psicológico, moral e ajudando-me em todas as minhas coletas, mesmo de madrugada, com chuva e frio.

E principalmente ao CNPq que financiou todo o meu estudo durante todo o tempo, sem nenhum atraso durante os dois anos.

À Profa. Sigrid Neumann-Leitão que me deu todas as forças para passar por mais um degrau na minha vida.

À Profa. Lucia Maria de Oliveira Gusmão e ao Prof. Ralf Schwamborn por serem a minha mãe e o meu pai acadêmico, sem falar que o professor foi o meu orientador e maior mestre.

Ao Prof. Ralf Schwamborn, meu orientador.

Aos meus dois grandes amigos o Prof. George Mendes e a Profa. Maria Luise, que se mostraram sempre dispostos a colaborar, cedendo seus laboratórios, bem como todos os materiais que continham neles.

Ao programa de Pós-graduação do Departamento de Oceanografia da Universidade Federal de Pernambuco, em especial ao Coordenador Manuel Flores Montes e a sempre amiga Myrna Medeiros Lins, pela paciência, respeito, educação, bom humor e sempre a disposição dos alunos.

Aos meus grandes amigos e parceiros Xiomara Garcia, que me ajudou muito neste trabalho, e se ele esta pronto devo a ela. Aos meus outros grandes amigos que estavam sempre dispostos a me ajudar Tathiane Galdino, Diana Andrade, Adriane Mendes, Ayrton, Pedro Augusto, Valdylene Tavares, Profa. Dilma, Profa. Tâmara,

Gabriela Cavalcante, Aurinete Negromonte, Gilberto Nicácio, Caio Galvão, Marcela e Jaila.

Aos meus amigos de turma Filipe Gaspar, Marcus Vinícius, Ingrid, Andrei, Ana Paula e todos os outros que colaboraram com este trabalho.

À Deise Mendes, minha namorada, pela sua grande paciência para comigo em todos os momentos e sempre ficando do meu lado.

SUMÁRIO

CAPA	i
CONTRA CAPA	ii
FOLHA DE APROVAÇÃO – COMISSÃO JULGADORA	iii
AGRADECIMENTOS	iv
SUMÁRIO	vi
LISTA DE FIGURAS	xiii
LISTA DE TABELA	xxiii
RESUMO	xxiv
ABSTRACT	xxv
1. INTRODUÇÃO	1
2. POSTULADO TEÓRICO	5
2.1. HIPÓTESE	5
2.2. OBJETIVOS	5
2.3. OBJETIVO GERAL	5
2.4. OBJETIVOS ESPECÍFICOS	5
3. CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE COLETA	6
3.1 REGIÃO DAS COLETAS	8
4. BIOLOGIA DAS ESPÉCIES	10
4.1 MICROALGAS	10
4.1.1 <i>NANNOCHLOROPSIS</i> SP. DROOP	10
4.1.2 <i>TETRASELMIS CHUII</i> BUTCHER	11
4.1.3 <i>CHAETOCEROS MUELLERI</i> LEMMERMANN	12
4.1.4 <i>THALASSIOSIRA WEISSFLOGII</i> GRUNOW	13
4.2 COPEPODA	14
5. MATERIAL E MÉTODOS	16

5.1	METODOLOGIA DE CAMPO	16
5.2	METODOLOGIA DE LABORATÓRIO	18
5.2.1	TRATAMENTO DA ÁGUA	18
5.2.2	TESTES COM MEIOS DE CULTIVO ALTERNATIVOS	18
5.3	CULTIVO DE MICROALGAS	19
5.4	CULTIVO DE COPEPODA	21
5.5	TRATAMENTO DOS DADOS	24
6.	RESULTADOS	25
6.1.1	FATORES ABIÓTICOS	25
6.1.2	TESTES COM MEIOS DE CULTIVO ALTERNATIVOS	25
6.1.3	CONCENTRAÇÃO DAS MICROALGAS DURANTE OS EXPERIMENTOS COM <i>PSEUDODIAPTOMUS ACUTUS</i>	25
6.2	EXPERIMENTOS COM <i>PSEUDODIAPTOMUS ACUTUS</i>	26
6.2.1	CULTIVO DE <i>PSEUDODIAPTOMUS ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2	27
6.2.1.1	DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2	27
6.2.1.2	ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO REALIZADO COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2	29
6.2.1.2.1	DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2	29
6.2.1.2.2	DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2	30
6.2.1.2.3	DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2	31
6.2.1.2.4	SOBREVIVÊNCIA DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2	32

6.2.2	CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	33
6.2.2.1	DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	33
6.2.2.2	ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> REALIZADO COM UMA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	36
6.2.2.2.1	DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	36
6.2.2.2.2	DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	37
6.2.2.2.3	DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	37
6.2.2.2.4	SOBREVIVÊNCIA DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	38
6.2.3	CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	40
6.2.3.1	DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	40
6.2.3.2	ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> REALIZADO COM UMA MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	42
6.2.3.2.1	DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	42
6.2.3.2.2	DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	43
6.2.3.2.3	DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	44
6.2.3.2.4	SOBREVIVÊNCIA DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	46

6.2.4	CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	47
6.2.4.1	DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	47
6.2.4.2	ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> REALIZADO COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	50
6.2.4.2.1	DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	50
6.2.4.2.2	DADOS DA 1ª. FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	51
6.2.4.2.3	DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	52
6.2.4.2.4	SOBREVIVÊNCIA DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	54
6.2.5	CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	55
6.2.5.1	DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	55
6.2.5.2	ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> REALIZADO COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	58
6.2.5.2.1	DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	58
6.2.5.2.2	DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	59
6.2.5.2.3	DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	60
6.2.5.2.4	SOBREVIVÊNCIA DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2	61

6.2.6	CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	63
6.2.6.1	DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	63
6.2.6.2	ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> REALIZADO COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	65
6.2.6.2.1	DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	65
6.2.6.2.2	DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	66
6.2.6.2.3	DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	67
6.2.6.2.4	SOBREVIVÊNCIA DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)	68
6.2.7	CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO	70
6.2.7.1	DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO	70
6.2.7.2	ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> REALIZADO COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO	71
6.2.7.2.1	DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO	71
6.2.7.2.2	DADOS DA 1ª. FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO	72

6.2.7.2.3	DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO	73
6.2.7.2.4	SOBREVIVÊNCIA DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO	74
6.2.8	CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO	75
6.2.8.1	DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO	75
6.2.8.2	ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> REALIZADO COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO	76
6.2.8.2.1	DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO	76
6.2.8.2.2	DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO	77
6.2.8.2.3	DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO	78
6.2.8.2.4	SOBREVIVÊNCIA DE <i>P. ACUTUS</i> ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO	79
6.2.9	ANÁLISE ESTATÍSTICA E COMPARAÇÃO DE TODOS OS CULTIVOS REALIZADOS COM <i>P. ACUTUS</i>	80
6.2.10	COMPARAÇÃO ENTRE OS DOIS MEIO DE CULTIVO (F2 E F2/2) REALIZADOS COM <i>P. ACUTUS</i>	85

7.	DISCUSSÃO	89
7.1	INFLUÊNCIA DA CONCENTRAÇÃO DE MICROALGA NO DESENVOLVIMENTO DE <i>P. ACUTUS</i>	89
7.2	EFEITO DAS MICROALGAS SOBRE REPRODUÇÃO E CRESCIMENTO EM COPEPODA	91
7.3	COMPARAÇÃO DOS MEIOS DE CULTIVO	93
7.4	PRODUÇÃO DE OVOS DE COPEPODA	94
7.5	ASPECTOS REPRODUTIVOS DE <i>P. ACUTUS</i> E DE OUTRAS ESPÉCIES DE COPEPODA	95
7.6	DURAÇÃO DO CICLO DE VIDA COMPLETO EM <i>P. ACUTUS</i> E EM OUTRAS ESPÉCIES DE COPEPODA	97
7.7	<i>FATORES BIOQUÍMICOS QUE INFLUENCIAM NO DESENVOLVIMENTO DOS COPEPODA</i>	99
7.8	<i>COMPORTAMENTO ALIMENTAR DOS COPEPODA</i>	102
8.	CONCLUSÕES	104
9.	REFERENCIAS	105

LISTA DE FIGURAS

Figura 01	Ilha de Itamaracá-PE, Brasil; evidenciando o local de coleta ao lado do late Clube de Itamaracá na praia de Forno da Cal.	7
Figura 02	Impactos existentes na praia de Forno da Cal, Itamaracá.	9
Figura 03	Espécie de microalga <i>Nannochloropsis</i> sp. cultivada durante o experimento (http://comercialdeacuicultura.com/data/productos/0422m.jpg).	11
Figura 04	Espécie de microalga <i>Tetraselmis chuii</i> cultivada durante o experimento.	12
Figura 05	Espécie de microalga <i>Chaetoceros muelleri</i> cultivada durante o experimento (www.sci.sdsu.edu/salton/Chaetoceros.gif).	13
Figura 06	Espécie de microalga <i>Thalassiosira weissflogii</i> cultivada durante o experimento (Todd et al., 2005).	13
Figura 07	Espécie de Copepoda <i>Pseudodiaptomus acutus</i> cultivado durante o experimento A visão dorsal, B visão lateral, C quinto par de patas da fêmea, (adaptado de http://copepodes.obs-banyuls.fr/en/fichesp.php?sp=2274).	15
Figura 08	Desenho esquemático da filtração da água do mar realizada em campo para posteriormente ser transportada ao laboratório.	16
Figura 09	Desenho esquemático da rede de plâncton utilizado na coleta das fêmeas de <i>P. acutus</i> .	17
Figura 10	Desenho esquemático da acomodação dos potes após coleta e armazenamento nos potes de vidro.	17
Figura 11	Desenho esquemático da filtração realizada com a água coletada em campo para ser utilizada durante todo o experimento.	18
Figura 12	Cepas de microalgas acondicionadas no laboratório de fitoplâncton marinho.	19
Figura 13	Cultivo das microalgas em erlenmeyer utilizadas como alimento do Copepoda <i>P. acutus</i> .	20
Figura 14	Recipientes recém chegados de campo recebendo a aeração e esperando a triagem das fêmeas ovígeras.	21
Figura 15	Disposição em que as placas de petri (10 mL) foram organizadas nos cultivos individuais das fêmeas ovígeras.	23
Figura 16	Densidade diária (Indivíduos por fêmea) de cada cultivo de <i>P. acutus</i> , alimentados com uma espécie de microalga <i>Thalassiosira weissflogii</i> (Tw), <i>Tetraselmis chuii</i> (Tc), <i>Chaetoceros muelleri</i> (Cm) e <i>Nannochloropsis</i> sp. (Nanno) cultivadas em meio F2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval (náuplio para copepodito - C) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada à fase adulta (A) ou morte total dos indivíduos (M).	28

- Figura 17 Número total de indivíduos durante todo o experimento de cultivo de *P. acutus*, alimentados com uma espécie de microalga. *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 29
- Figura 18 Número de indivíduos da primeira fase do cultivo (do primeiro dia de cultivo ao maior valor médio de densidade) do cultivo realizado com *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma espécie de microalga: *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 30
- Figura 19 Número de indivíduos da segunda fase do cultivo (a partir do maior valor de densidade encontrado) do cultivo realizado com *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 31
- Figura 20 Porcentagem média da sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, referindo-se da segunda fase do cultivo para cada tratamento, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivada em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística, com os testes posteriores. 33
- Figura 21 Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivada em meio F2/2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (**C**) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (**A**) ou morte total dos indivíduos (**M**). 35
- Figura 22 Número Total de indivíduos no período completo de cultivo de *P. acutus*, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 36
- Figura 23 Número de indivíduos da primeira fase do cultivo realizada com *P. acutus*, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 37
- Figura 24 Número de indivíduos da segunda fase do cultivo de *P. acutus*, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 38

- Figura 25 Sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma única espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 39
- Figura 26 Densidade diária (ind. fêm.⁻¹) dos cultivos de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalga: Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivada em meio F2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (**C**) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (**A**) ou morte da totalidade dos indivíduos (**M**). 41
- Figura 27 Número de indivíduos de todos os dias de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 43
- Figura 28 Número de indivíduos da primeira fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 44
- Figura 29 Número de indivíduos da segunda fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 45

- Figura 30 Taxa de sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivada em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 47
- Figura 31 Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalga Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivada em meio F2/2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (**C**) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (**A**) ou morte total dos indivíduos (**M**). 49
- Figura 32 Número de indivíduos de todos os dias de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 51
- Figura 33 Número de indivíduos da primeira fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 52

- Figura 34 Número de indivíduos da segunda fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 53
- Figura 35 Taxa de sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivada em meio F2 diluído. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 55
- Figura 36 Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalga Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivada em meio F2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (C) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (A) ou morte total dos indivíduos (M). 57
- Figura 37 Número de indivíduos de todos os dias de cada cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 59

- Figura 38 Número de indivíduos da primeira fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 60
- Figura 39 Número de indivíduos da segunda fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 61
- Figura 40 Taxa de sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalga Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivada em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 62
- Figura 41 Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalga Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivada em meio F2/2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (**C**) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (**A**) ou morte total dos indivíduos (**M**). 64

- Figura 42 Número de indivíduos de todos os dias de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 66
- Figura 43 Número de indivíduos da primeira fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 67
- Figura 44 Número de indivíduos da segunda fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 68
- Figura 45 Taxa de sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalga Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivada em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 69
- Figura 46 Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de Quatro espécies de microalga Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weissflogii* + *Tetraselmis chuii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (**C**) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (**A**) ou morte total dos indivíduos (**M**). 71

- Figura 47 Número de indivíduos de todos os dias de cada cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weisflogii* + *Tetraselmis chunii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 72
- Figura 48 Número de indivíduos da primeira fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weisflogii* + *Tetraselmis chunii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 73
- Figura 49 Número de indivíduos da segunda fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weisflogii* + *Tetraselmis chunii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 74
- Figura 50 Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de Quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weisflogii* + *Tetraselmis chunii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*.) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. Evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (**C**) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (**A**) ou morte total dos indivíduos (**M**). 76
- Figura 51 Número de indivíduos de todos os dias de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weisflogii* + *Tetraselmis chunii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 77
- Figura 52 Número de indivíduos da primeira fase de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weisflogii* + *Tetraselmis chunii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 78
- Figura 53 Número de indivíduos da segunda fase de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weisflogii* + *Tetraselmis chunii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 79

- Figura 54 Número de indivíduos das fases 1 e 2 de todos os cultivos de *P. acutus*, Tw (*Thalassiosira weissflogii*), Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*), Nanno (*Nannochloropsis* sp.), com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc+Nanno, Cm+Nanno, Tw+Nanno, Cm+Tc, Tw+Cm, Tw+Tc, com uma mistura de três espécies de microalgas Cm+Tw+Tc, Cm+Tw+Nanno, Cm+Tc+Nanno, Tw+Tc+Nanno, Quatro Esp. e Controle (Sem Alimento) alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno. Cultivadas em meio F2, F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 81
- Figura 55 Número de indivíduos da fase 1 de todos os cultivos de *P. acutus*, Tw (*Thalassiosira weissflogii*), Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*), Nanno (*Nannochloropsis* sp.), com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc+Nanno, Cm+Nanno, Tw+Nanno, Cm+Tc, Tw+Cm, Tw+Tc, com uma mistura de três espécies de microalgas Cm+Tw+Tc, Cm+Tw+Nanno, Cm+Tc+Nanno, Tw+Tc+Nanno, . Cultivadas em meio F2, F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 82
- Figura 56 Número de indivíduos da fase 2 de todos os cultivos de *P. acutus*, Tw (*Thalassiosira weissflogii*), Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*), Nanno (*Nannochloropsis* sp.), com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc+Nanno, Cm+Nanno, Tw+Nanno, Cm+Tc, Tw+Cm, Tw+Tc, com uma mistura de três espécies de microalgas Cm+Tw+Tc, Cm+Tw+Nanno, Cm+Tc+Nanno, Tw+Tc+Nanno, Cultivadas em meio F2, F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística, com os testes posteriores. 83
- Figura 57 Comparação da sobrevivência de *P. acutus*, Tw (*Thalassiosira weissflogii*), Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*), Nanno (*Nannochloropsis* sp.), com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc+Nanno, Cm+Nanno, Tw+Nanno, Cm+Tc, Tw+Cm, Tw+Tc, com uma mistura de três espécies de microalgas Cm+Tw+Tc, Cm+Tw+Nanno, Cm+Tc+Nanno, Tw+Tc+Nanno, Quatro Esp. e Controle (Sem Alimento) alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno. Cultivadas em meio F2, F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados. 84
- Figura 58 Comparação da densidade de indivíduos de *Pseudodiaptomus acutus* durante as fases 1 e 2 (do primeiro ao final do experimento), usando os dois meios de cultivo F2 e F2 diluído 50:50 com água do mar (F2/2). Durante os cultivos, *P. acutus* foi alimentado com uma espécie de microalga (Uma Esp. Micro F2 e Uma Esp. Micro F2/2), mistura de duas (Duas Esp. Micro F2 e Duas Esp. Micro F2/2), três (Três Esp. Micro F2 e Três Esp. Micro F2/2), quatro esp. de microalgas (Quatro Esp. Micro F2 e Quatro Esp. Micro F2) e Controle (Sem Alimento). 85

- Figura 59 Comparação da densidade de indivíduos de *Pseudodiaptomus acutus* durante a fase 1 (do valor máximo até o fim do experimento), usando os dois meios de cultivo F2 e F2 diluído 50:50 com água do mar (F2/2). Durante os cultivos, *P. acutus* foi alimentado com uma espécie de microalga (Uma Esp. Micro F2 e Uma Esp. Micro F2/2), mistura de duas (Duas Esp. Micro F2 e Duas Esp. Micro F2/2), três (Três Esp. Micro F2 e Três Esp. Micro F2/2), quatro esp. de microalgas (Quatro Esp. Micro F2 e Quatro Esp. Micro F2) e Controle (Sem Alimento). 86
- Figura 60 Comparação da densidade de indivíduos de *Pseudodiaptomus acutus* durante a fase 2 (do valor máximo até o fim do experimento), usando os dois meios de cultivo F2 e F2 diluído 50:50 com água do mar (F2/2). Durante os cultivos, *P. acutus* foi alimentado com uma espécie de microalga (Uma Esp. Micro F2 e Uma Esp. Micro F2/2), mistura de duas (Duas Esp. Micro F2 e Duas Esp. Micro F2/2), três (Três Esp. Micro F2 e Três Esp. Micro F2/2), quatro esp. de microalgas (Quatro Esp. Micro F2 e Quatro Esp. Micro F2) e Controle (Sem Alimento). 87
- Figura 61 Comparação da sobrevivência (no. de indivíduos no final experimento) do valor máximo até o fim do experimento, usando os dois meios de cultivo F2 e F2 diluído 50:50 com água do mar (F2/2). Durante os cultivos, *P. acutus* foi alimentado com uma espécie de microalga (Uma Esp. Micro F2 e Uma Esp. Micro F2/2), mistura de duas (Duas Esp. Micro F2 e Duas Esp. Micro F2/2), três (Três Esp. Micro F2 e Três Esp. Micro F2/2), quatro esp. de microalgas (Quatro Esp. Micro F2 e Quatro Esp. Micro F2) e Controle (Sem Alimento). 88

LISTA DE TABELA

Tabela 1	Composição e volume do Meio F/2 de Guillard (1975)	20
Tabela 2	Distribuição dos diferentes cultivos (uma espécie, duas espécies, três espécies, quatro espécies de microalgas, controle-sem alimento), em seus tratamentos utilizados como alimento de <i>P. acutus</i> , com suas respectivas microalgas cultivadas com meio de cultura F2 e F2/2 (diluído).	22

RESUMO

O presente estudo procura acrescentar informações importantes sobre a biologia do Copepoda *Pseudodiaptomus acutus* (DAHL, 1894), como estudo da taxa de sobrevivência durante ciclo de vida, quando alimentado com diferentes espécies de microalgas oferecidas isoladamente e suas misturas. As coletas de plâncton foram realizadas na Ilha de Itamaracá (PE), ao longo da praia de Forno da Cal. As espécies de microalgas utilizadas durante os experimentos foram: *Nannochloropsis* sp. (Droop), *Tetraselmis chuii* (Butcher), *Chaetoceros muelleri* (Lemmermann) e *Thalassiosira weissflogii* (Grunow). Estas microalgas foram oferecidas aos diferentes estádios de vida do Copepoda hipoplanctônico *P. acutus*. Os Copepoda foram coletados em três arrastos, com rede de plâncton com 2 metros de comprimento, abertura de malha de 200 μm , 60 cm de diâmetro de boca e no final da rede um copo coletor de vidro. As amostras foram acondicionadas em recipiente de vidro com 2 litros de água do mar, em seguida as amostras foram acondicionadas em caixa térmica. As microalgas eram mantidas em meio F2 de Guillard, e os cultivos em meio F2 e F2 diluído (F2/2). *P. acutus* foi identificada, selecionada e cultivada em 10 placas de petri de 10 mL para cada tratamento, alimentados com uma espécie de microalga, e suas misturas com duas, três, quatro espécies de microalgas e sem alimento. Para verificar diferença significativa entre os tratamentos foram realizadas análise não-paramétrica Mann-whitney e Kruskal-Wallis. As duas espécies que apresentaram os melhores resultados foram às diatomáceas *C. muelleri* (cultivada em F2 e em F2/2), seguido por *T. weissflogii* (somente com F2). A mistura que apresentou o melhor foi com três espécies de microalgas cultivadas com meio F2/2. O pior foi encontrado com a *Nannochloropsis* sp. (tanto com F2 como com F2/2). Verificou-se que diferentes espécies de microalgas e diferentes misturas de microalgas influenciam diretamente no ciclo de vida, na mudança de estágio larval, e na sobrevivência. Estes resultados podem inserir a espécie *P. acutus* como alimento de outras espécies, devido ao estágio de náuplio permanecer ativo na coluna d'água todo o tempo, seu pequeno tamanho e com movimentação constante, além das fêmeas produzirem uma média de 19 ovos e 15 náuplios. Sem falar que os náuplios e copepoditos possuem taxas de sobrevivência superiores a 20%, mostrando-se relevantes para a maricultura.

Palavras-chave: Cultivo de Copepoda, *Pseudodiaptomus acutus*, Ilha de Itamaracá.

ABSTRACT

This study seeks to add important information on the biology of copepods *Pseudodiaptomus acutus* (DAHL, 1894) and study the survival rate during the life cycle when fed different species of microalgae alone and offered their mixtures. The collections of plankton were carried out on the island of Itamaracá (PE), along the beach of Forno da Cal. The species of microalgae used in the experiments were: *Nannochloropsis* sp. (Droop), *Tetraselmis chuii* (Butcher), *Chaetoceros muelleri* (Lemmermann) and *Thalassiosira weissflogii* (Grunow). These microalgae were offered to the different stages of life Copepoda hipoplanctônico *P. acutus*. The copepods were collected in three trawls with net plankton with 2 meters in length, aperture of 200 µm, and 60 cm in diameter of the mouth and at the end of a glass network of collector glass. The samples were packed in the glass with 2 liters of seawater, and then the samples were wrapped in thermal box. The microalgae were maintained in medium of Guillard F2, and the cultures in medium diluted F2 and F2 (F2 / 2). *P. acutus* was identified, selected and grown in 10 Petri dishes of 10 mL for each treatment, fed a kind of microalgae, and their mixtures with two, three, four species of microalgae and without food. To determine significant differences between treatments were non-parametric analysis Mann-Whitney and Kruskal-Wallis. The two species that showed the best results were the diatoms *C. muelleri* (grown in F2 and F2 / 2), followed by *T. weissflogii* (only with F2). The mixture was making the best of three species of microalgae cultured in medium F2 / 2. The worst was found with *Nannochloropsis* sp. (both with and F2 with F2 / 2). It was found that different species of microalgae and different mixtures of microalgae directly influence the life cycle, changing the larval stage, and survival. These results may include the species *P. acutus* as food for other species, due to the stage of nauplii remain active in the water column all the time, its small size and constant motion, and the females produce an average of 19 eggs and 15 nauplii. Not to mention that the nauplii and copepoditos have survival rates exceeding 20% and is relevant to mariculture.

Keywords: Cultive of Copepoda, *Pseudodiaptomus acutus*, Itamaracá Island.

1. INTRODUÇÃO

O homem vem utilizando os recursos naturais há muito tempo, antes mesmo do conhecimento de sua racionalidade (ROULE, 1914). Estes recursos fascinaram e ainda hoje fascina a humanidade. Nos primórdios de sua existência, realizava exploração sem controle de todo o bem natural, sem o mínimo cuidado. Ele posteriormente passou a perceber que poderia manipular tais recursos e utilizá-los para o seu benefício. Dentre os vários recursos naturais existentes, os aquáticos destacam-se há muito tempo na história da humanidade, procurando cada vez mais explorar tais recursos, além de experimentar novas e antigas metodologias na criação de animais aquáticos ao redor do planeta, além de extrair cada vez mais recurso para melhorar o seu bem estar (TIAGO, 2007).

Além disto, a demanda crescente pela busca de recursos básicos naturais, a diminuição do custo na produção, produzirem mais em menos tempo e em espaços cada vez menores; e ainda manter a integridade ambiental, é um dos maiores dilemas enfrentados pela humanidade. E tudo isto serve para alavancar e ampliar a busca por novos conhecimentos científicos sobre sistemas de cultivos sustentáveis, principalmente nos que se referem à nutrição e alimentação dos organismos (BEYRUTH *et al.* 2004).

A quantidade de trabalhos de pesquisa publicados sobre nutrição de organismos aquáticos está diretamente direcionada, na aqüicultura, para os organismos que possuem algum interesse econômico. Porém as espécies que não possuem interesse comercial acabam sendo pouco estudadas e esta seletividade de conhecimento acarreta uma lacuna na busca de novos modelos, provocando um retardo no aprimoramento dos cultivos em geral. Além disto, a limitada quantidade de trabalhos restringe o aprimoramento da sustentabilidade na produção de alimento vivo dos organismos marinhos (BEYRUTH *et al.* 2004).

Um dos maiores problemas enfrentados na aqüicultura ocorre principalmente na larvicultura de camarões e peixes, isto é, no fornecimento de um alimento vivo de boa qualidade para os estágios iniciais (CÂMARA, 2000). O sucesso do desenvolvimento destes organismos está diretamente relacionado ao fornecimento de alimento de qualidade e em quantidade suficiente, para que supra todas as necessidades específicas destes animais. Como por exemplo, na larvicultura de camarão marinho, que na sua fase inicial se alimenta basicamente de organismos

fitoplanctônicos. Caso este alimento seja oferecido aos organismos adultos, estes não conseguem sobreviver ou com baixa quantidade de organismos vivos. Visto que não supre todas as necessidades fisiológicas básicas para o desenvolvimento destes organismos. Quando atinge o estágio de mysis, o indivíduo passa a buscar por formas diferentes e mais nutritivas de alimento, saindo dos organismos fitoplanctônicos para um maior consumo de zooplâncton que passa a ser o alimento essencial para as próximas etapas de sua vida (ARANA, 2004).

Outro exemplo para importância do cultivo de organismos marinhos pode estar relacionado ao encontrado por Castagnolly & Cyrino (1986), onde os autores falam que o hábito alimentar dos peixes normalmente se define no estágio adulto, mas quando estes organismos encontram-se no seu estágio larval, o plâncton é um alimento indispensável nas suas fases iniciais. Watanabe *et al.* (1983) e Uys & Hecht (1985) afirmam que o zooplâncton é a principal fonte de alimento na larvicultura de peixes. A transição na alimentação de pequenos organismos, para uma dieta artificial deve ser de forma gradual, visto que, nesta fase as larvas apresentam o trato digestório imaturo, por isto são incapazes de se alimentar de outra coisa que não seja o seu alimento natural. É nesta fase que os indivíduos passam de uma alimentação endógena (vitelínica) para uma alimentação exógena (predação) e posteriormente para algumas espécies uma implantação de uma dieta artificial (NRC, 1993). Por isto, a primeira alimentação apresenta dificuldades de adaptação, sendo recomendado o uso de alimento vivo, ao menos no início e/ou parte de sua dieta.

O cultivo de pequenos organismos vivos apropriados para o estabelecimento de uma alimentação artificial é de suma importância para o desenvolvimento dos peixes e camarões. Visto que, os pequenos organismos utilizados como alimentos naturais apresentam determinadas enzimas, hormônios e outros fatores reguladores de crescimento que não são encontrados nos alimentos artificiais (PIEDRAS & POUHEY, 2004).

Apesar das técnicas de alimentação estar bastante desenvolvidas; algumas espécies, ainda apresentam altas taxas de crescimento na natureza, quando comparados com os organismos cultivados em viveiros e alimentados com organismos vivos que não fazem parte de sua dieta natural. Autores como Pessoa & Klein (1999) destacam a importância de organismos pequenos e que fazem parte naturalmente de sua dieta. Como alimento básico para larvas de praticamente todos

os organismos aquáticos, e um dos organismos que podem destacar-se como alimento vivo, para a maioria dos organismos cultivados, são os Copepoda em todo o ciclo de vida.

Os Copepoda são organismos pequenos e dominantes do zooplâncton no ambiente aquático. Estes organismos constituem mais de 70% dos componentes desta comunidade, representando um importante elo entre o fitoplâncton, que absorve aproximadamente 90% da energia radiante que chega à superfície marinha (RAYMONT, 1963) e os consumidores de segunda ordem, como as larvas de peixes e camarão. Uma importante porção da energia transferida aos níveis tróficos superiores de muitos ecossistemas aquáticos deve-se a estes diminutos organismos (MANN & LAZIER, 1991; WEBBER & ROFF, 1995; HOPCROFT & ROFF, 1996; HOPCROFT & ROFF, 1998). O estudo e uso destes animais na aquicultura vêm crescendo cada vez mais como alimento na fase larval de peixes e camarões (SHIPP *et al.*, 1999; PAYNE *et al.*, 2001; MCKNNON *et al.* 2003, AMAN & ALTAFF, 2004).

Algumas características podem destacar estes organismos como uma boa alternativa alimentar. Toleram ampla variação das condições ambientais como, por exemplo: variação de salinidade e temperatura. Suportam alterações ocorridas no cultivo em massa, utilizam vários recursos alimentares, incluindo uma ampla variedade de microalgas para as espécies herbívoras e de pequenos organismos zooplanctônicos para as espécies carnívoras. Possuem curto ciclo de vida, apresentam alta capacidade reprodutiva e algumas espécies podem ser cultivadas em altas densidades (NANTON & CASTELL, 1998). Segundo Lajonchere & Molejón (1998), a ampla variedade de tamanhos corporais dos Copepoda desde o náuplio até o adulto, sua constante movimentação constitui um ótimo estímulo visual e seu alto conteúdo energético. Faz deles uma excelente opção para a utilização como fonte de alimento vivo para o cultivo de organismos aquáticos.

O desenvolvimento de culturas contínuas de Copepoda marinhos pode assegurar um fornecimento estável e controlado de alimento vivo em piscicultura marinha, é indispensável, para que possam constituir uma alternativa válida e proporcionem uma dieta rica em ácidos graxos altamente insaturados do tipo ω_3 , de elevado valor nutritivo (VILELA & BANDARRA, 2002). O cultivo de Copepoda harpacticóides é relativamente fácil e alguns gêneros como o *Tisbe* e *Trigriopus* têm sido utilizados com ótimos resultados na maricultura (KAHAN *et al.*, 1981/1982).

Estes organismos apresentam elevado teor de HUFA, EPA e DHA (VILELA, 1992; VILELA & BANDARRA, 1996) necessários para um ótimo desenvolvimento das larvas de peixes marinhos (VILELA & BANDARRA, 2002). No entanto, a maioria dos harpacticóides é bentônica ou mantêm-se agarrados a algum substrato, não sendo, portanto abundantes na coluna de água (VILELA & BANDARRA, 2002).

Enquanto que os Copepoda Calanoida, são considerados planctônicos durante todo o seu ciclo de vida permanecendo em suspensão, são organismos abundantes nas camadas superficiais, o que proporciona uma maior disponibilidade de alimento vivo aos peixes marinhos (VILELA & BANDARRA, 2002).

Estes organismos são membros importantes da produtividade secundária dos oceanos costeiros tropicais, afetados em seu ambiente por fatores como biomassa, longevidade, fecundidade dos ovos, taxas de desenvolvimento e crescimento, resistência à fome, vulnerabilidade à predação e competitividade das espécies (BRITO & BARBOSA, 2007).

De acordo com Galdino (2004), estudando biodiversidade na região da Ilha de Itamaracá, a autora verificou que o Copepoda *P. acutus* encontra-se na região com elevada densidade, assim como é um organismo muito freqüente, e abundante, principalmente nas duas desembocaduras no Canal de Santa Cruz-PE. Além de possuir um ciclo de vida curto, suportar variação de salinidade e temperatura (BJÖRNBERG, 1981).

Diante destes fatores, Este estudo procura acrescentar informações importantes sobre a biologia de *Pseudodiaptomus acutus*, como o estudo da taxa de sobrevivência do ciclo de vida. Os Copepoda foram alimentados com diferentes espécies de microalgas e em diferentes misturas destas espécies de microalgas. Além de ser um dos estudos pioneiros para a aquicultura (o 1º. cultivo de copepoda hipoplanctônico). Consiste em uma importante contribuição para o conhecimento dos ecossistemas estuarinos e costeiros, sendo um dos primeiros trabalhos sobre a produção secundária do zooplâncton para o nordeste o Brasil.

2. POSTULADO TEÓRICO

2.1. HIPÓTESE

Diferentes espécies e misturas de microalgas influenciam positivamente a sobrevivência durante o ciclo de vida de *Pseudodiaptomus acutus*.

2.2. OBJETIVOS

2.3. OBJETIVO GERAL

Cultivar a espécie *Pseudodiaptomus acutus* com diferentes espécies de microalgas planctônicas utilizadas como única forma de alimento.

2.4. OBJETIVOS ESPECÍFICOS

- Realizar o cultivo experimental de *P. acutus* coletados na Ilha de Itamaracá, PE – Brasil, e selecionados em laboratório mantendo-os sob condições controladas;
- Determinar a influência do alimento, que são as espécies de microalgas e suas misturas sobre a sobrevivência de *P. acutus*;
- Determinar a influência do alimento, que são as espécies de microalgas e suas misturas sobre a duração do ciclo de vida de *P. acutus*;
- Verificar se existe diferença entre os meios de cultivo utilizados para o cultivo das espécies de microalgas.

3. CARACTERIZAÇÃO DA ÁREA DE COLETA

O estado de Pernambuco (figura 01) possui uma zona costeira de extensão Norte-Sul com aproximadamente 187 Km (MARTINS, 1997), localizando-se entre as coordenadas 7°32'-8°56' S, 34°49'-35°11' W, limitada ao norte pelo município de Goiana e ao sul pelo município de São José da Corroa Grande (BARROS & ESCINAZILEÇA, 2000).

A Ilha de Itamaracá (figura 01), é um dos municípios que compõe o litoral Norte do estado de Pernambuco, está limitada pelos paralelos de 7°48'00" e 7°55'16" S e meridianos de 34°48'48" e 34°52'24" W, distando cerca de 50 Km da cidade do Recife (capital do estado de Pernambuco-Brasil), tendo acesso pela rodovia federal Br-101 e rodovia estadual PE-35 ambos no sentido norte. O município está limitado nos seus extremos, ao norte pela Barra de Catuama, ao sul pela Barra Orange, ao oeste pelo município de Itapissuma que dá acesso rodoviário através da Ponte Getúlio Vargas e a leste pelo Oceano Atlântico.

A Ilha de Itamaracá está isolada do continente por um braço de mar, chamado de Canal de Santa Cruz (KEMPF, 1970), este canal possui uma extensão de 22 Km, com larguras variando de 0,6 Km na sua parte mais estreita a 1,5 Km na parte mais larga. Este ecossistema faz parte do complexo estuarino costeiro da Ilha de Itamaracá, o qual inclui o Canal de Santa Cruz, estuários adjacentes (BARROS & ESCINAZILEÇA, 2000), bem como habitats litorâneos e costeiros (MACEDO *et al.*, 2000).

A plataforma continental adjacente à Ilha de Itamaracá é estreita, não ultrapassando 20 milhas. Sua porção interna está caracterizada pela presença de recifes, encontrados a uma profundidade de 2 metros, aproximadamente. Estes recifes têm estruturas coralíneas mortas ou pouco ativa estabelecida sobre um embasamento arenítico totalmente recoberto (MEDEIROS & KJERFVE, 1993), apresentando uma densa cobertura algal com predominância de Chlorophyceae e Phaeophyceae (MAGALHÃES *et al.*, 1997). Esta linha recifal é orientada paralelamente à costa (COCENTINO *et al.*, 2004). O sedimento mais comum encontrado dentro desta região é o cascalho, oriundo da morte de microalgas do gênero *Halimeda*, constituindo uma acumulação de algas calcárias, com elevado teor de carbonato (KEMPF, 1967 e 69) e areias, ocasionalmente colonizados por manchas de fanerógamas marinhas (KEMPF,

1970 & LIRA, 1975).

A região (figura 01) possui uma temperatura do ar que oscila entre 20°C (mínima) e 34°C (máxima absoluta) (ANDRADE & LINS, 1971), com duas estações climáticas, bem distintas: uma seca, entre os meses de setembro a janeiro, com precipitação média inferior a 60 mm, e uma estação chuvosa, entre fevereiro a agosto, com precipitação média superior a 60 mm (NIMER, 1979; MEDEIROS, 1971; MEDEIROS & KJERFVE, 1993). O sentido predominante de ventos na área é de sudeste, com velocidade média de 3,2 m/s. Durante o período chuvoso, os ventos de sudeste tornam-se mais intensos e atingem a velocidade média de 4,0 m/s. Na estação seca, ocorre um enfraquecimento dos ventos de sudeste, a intensidade e o sentido dos ventos na região diminuem, passando a apresentar velocidade média de 2,0 m.s⁻¹, soprando predominantemente do sentido leste (MEDEIROS, 1991).

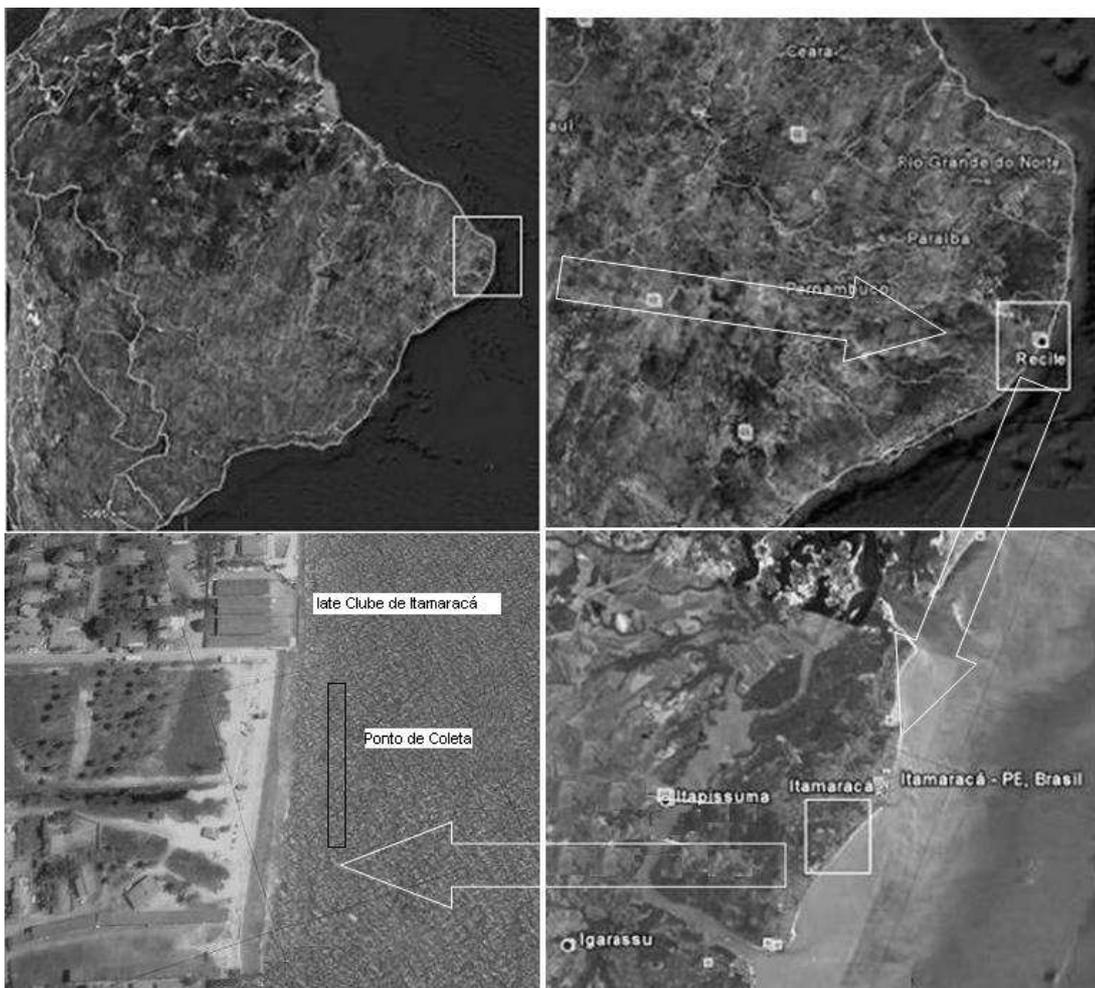


Figura 01: Ilha de Itamaracá-PE, Brasil; evidenciando o local de coleta ao lado do Iate Clube de Itamaracá, na praia de Forno da Cal.

3.1 REGIÃO DAS COLETAS

A área de coletas do presente trabalho está localizada na Praia de Forno da Cal. Ao largo desta praia, na zona do infralitoral, encontram-se os prados de *Halodule wrightii*. Estes prados podem ser encontrados a norte e sul do ponto de coleta. A Sul existe um recife costeiro (tipo Beach Rock), sendo estruturas que emergem apenas nas baixa-mares de sizígia (SCHWAMBORN, 2004), com exceção de uma porção vertical com formato circular deste mesmo recife que está sempre exposto.

A área de estudo apresenta um caráter de influência estuarina intermediária, estando localizada entre o núcleo da pluma estuarina do Canal de Santa Cruz (Forte Orange) e os extensos prados com baixa influência estuarina (Praia do Pilar). Sua localização intermediária serviria de área de passagem para organismos assentantes e juvenis em migração entre o estuário (Canal de Santa Cruz), os extensos prados da Praia do Pilar, diversos ambientes recifais (Recifes “Off-Shore” e “Beach Rocks”) e/ou ecossistemas da plataforma continental adjacente (SCHWAMBORN, 2004; NEUMANN-LEITÃO & SCHWAMBORN, 2000).

Um grande problema para esta região é a sua localização. A zona litorânea da Ilha de Itamaracá faz parte de uma praia urbana de fácil acesso. Durante praticamente todo ano, é possível observar, que esta região sofre vários tipos de impactos antrópicos, como por exemplo, o esgoto a céu aberto (figura 02 a). Outros impactos muito comuns ocorrem pelas hélices das embarcações, que revolvem o sedimento (figura 02 c). Sem falar em seus óleos lubrificantes são lançados ao mar, sem nenhum tipo de tratamento.

A pesca artesanal realizada com redes arrasto que danificam os prados de capim marinho, coletando tudo que encontrada pela frente se discriminar o tamanho do pescado (figura 02 b)

Segundo Manso *et al.* (1992), as praias do Pilar e Forno da Cal sofrem erosão intensa, enquanto que as demais, estão sobre erosão moderada. Em relação à influência estuarina, ela é máxima na praia do Forte Orange e mínima na praia do Pilar.

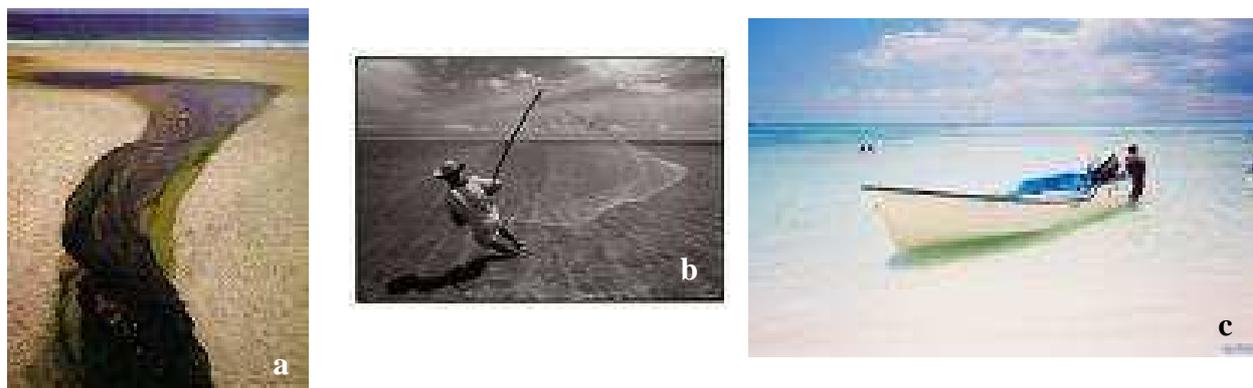


Figura 02: Impactos existentes na praia de Forno da Cal, Itamaracá, PE (Brasil), a- esgoto a céu aberto, b-pesca artesanal com rede de arrasto, c-embarcações a motor.

4. BIOLOGIA DAS ESPÉCIES

4.1 MICROALGAS

4.1.1 *NANNOCHLOROPSIS* SP. DROOP

É uma microalga unicelular marinha que faz parte das Eustigmatophyceae (HIBBERD 1981). É geralmente descrita como um componente do picoplâncton graças ao seu tamanho que varia entre 2-5 micrômetros (HU & GAO, 2003). São organismos que possuem um metabolismo muito ativo como resultado de sua superfície corporal (MORENO-GARRIDO *et al.*, 1998).

Possuem compostos altamente nutritivo tais como esteróis (VÉRON *et al.*, 1998) e ácidos graxos poliinsaturados (ROCHA *et al.* 2003). Estes ácidos graxos, principalmente C20: 5 ω 3 são também o motivo para o bom crescimento dos peixes (ZITTELLI *et al.*, 1999). Anteriormente, esta alga costumava ser conhecida como “*Chlorella marinha*”.

Este gênero contém apenas clorofila *a* como pigmento fotossintetizante (HIBBERD, 1988). Esta microalga possui ainda valiosa fonte de outros pigmentos como a zeaxantina, astaxantina e cantaxantina, onde esta microalga produz elevadas concentrações (LUBIAN *et al.*, 2000, 2002). Além disto, produz também ácidos graxos poliinsaturados, como eicosapentaenóico importante para o consumo humano, servindo para prevenção de doenças (C20: 5 EPA) (ZOU & RICHMOND 1999). É capaz de aumentar a produção de EPA sobre a massa seca através da elevação dos níveis de CO₂ afetando as vias de desnaturação da síntese dos ácidos graxos (HU & GAO 2003).

Devido a estes aspectos bioquímicos do seu valor nutritivo, *Nannochloropsis* (FIGURA 03) é utilizada com muita frequência para a alimentação de diversos animais como, por exemplo, os Rotifera e Crustacea (LUBZENS *et al.*, 1995). O cultivo realizado com o primeiro estágio larval da lagosta (filosomas) utilizando esta microalga provavelmente absorveu toda a produção de amônia no cultivo (SHIODA & KITAKA, 1991), assim com inibiu o desenvolvimento de bactérias (IGARASHI, 1995).



Figura 03: Espécie de microalga *Nannochloropsis* sp. cultivada durante o experimento (<http://comercialdeacuicultura.com/data/productos/0422m.jpg>).

4.1.2 *TETRAELMIS CHUII* BUTCHER

É uma espécie unicelular que apresenta uma coloração verde, mas ela não pode ser considerada uma Clorofícea e sim uma Prasinofícea. Possui um formato ovóide com o seu maior diâmetro em torno de 14 μm , possui um movimento graças a presença de 4 flagelos (FIGURA 04). A sua composição e seu valor nutricional, é mais adequada que outras espécies do seu gênero, podendo crescer melhor em altas temperaturas, além disto, possui elevada digestibilidade, tornando-se ideal para os organismos com poucas enzimas digestivas.

Possui como pigmentos primordiais as Clorofilas *a* e *b*, possuindo em torno de 12,5 $\mu\text{g}/\text{grama}$ de Clorofila *a*, 430 $\mu\text{g}.\text{mg}^{-1}$ de Proteína, 185 $\mu\text{g}.\text{mg}^{-1}$ de Carboidratos, 127 $\mu\text{g}.\text{mg}^{-1}$ Lipídeos, 8,4% de EPA (20:5 ω 3) e 3,7 $\mu\text{g}.\text{mg}^{-1}$ Vitamina C do peso seco. Possui concentrações importantes de Vitaminas B1, B2 e B12.

É uma das melhores microalgas para o cultivo de artêmia é utilizadas como alimento direto de corais e moluscos filtradores. Quando colocadas em cultivos mistos com *Nannochloropsis*, os rotíferos aumentam as taxas reprodutivas.



Figura 04: Espécie de microalga *Tetrasemis chuii* cultivada durante o experimento

http://planktonnet.awi.de/repository/rawdataPlanktonNet2/viewable/alexandra_tetraselmis_chui_59_20070518190514_small.jpg&imgrefurl=http://planktonnet.awi.de/sci_images_detail.php%3Fitemid%3D15603&usg=__pFbMfCaKpHCcGvKrKcOYG6tyct9c=&h=267&w=400&sz=37&hl=pt-R&start=5&um=&tbnid=2WDnSlnX7TpeM:&tbnh=83&tbnw=124&prev=/images%3Fq%3DTetraselmis%2Bchuii%26hl%3Dpt-BR%26rlz%3D1W1GPCK_pt-brBR309%26sa%3DN%26um%3D1

4.1.3 *CHAETOCEROS MUELLERI* LEMMERMANN

Uma diatomácea cujas valvas apresentam um diâmetro variando de 4,5 a 20 μm . Entre muitas microalgas cultivadas, esta espécie é muito importante na aquicultura, principalmente na larvicultura de crustáceos. Isto se deve às facilidades do cultivo em qualquer escala de produção e condições diversas condições abióticas (SIMON, 1978; SMITH *et al.*, 1993). É uma das espécies de microalgas utilizadas como alimento para o crescimento de algumas espécies comerciais devido ao perfil de seus ácidos graxos poliinsaturados, seu tamanho, formato retangular, apropriado como alimento larval e suas valvas pouco silicificada oferecendo pouca resistência (BROWN *et al.*, 1997). Os cultivos podem ser realizados com grande variação de temperatura, mas o melhor crescimento é obtido entre a 20 e 30°C e em salinidades entre 17 e 25 (FIGURA 05).

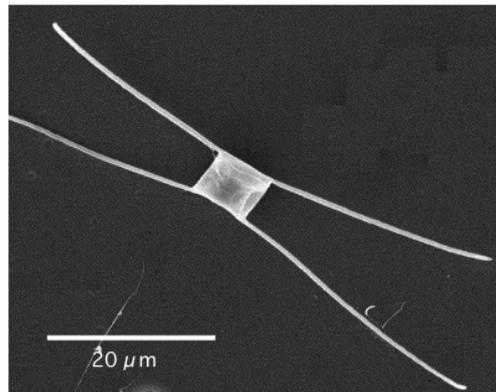


Figura 05: Espécie de microalga *Chaetoceros muelleri* cultivada durante o experimento (www.sci.sdsu.edu/salton/Chaetoceros.gif).

4.1.4 *THALASSIOSIRA WEISSFLOGII* GRUNOW

É uma diatomácea cujas células apresentam forma cilíndrica com 12 a 14 μm de diâmetro e reúnem-se em cadeias curtas, unidas por um filamento gelatinoso que parte do centro das valvas, porém em cultivos geralmente as células encontram-se isoladas (ALFONSO & LEAL, 1995). As células apresentam elevadas concentrações celulares de carboidratos, lipídeos e proteínas.

Os esteróis das *T. weissflogii* (FIGURA 06) são dominados por 24-metileno colesterol (24-methylcholesta-5, 24 (28)-dieno-3 β -ol), ainda possui elevadas concentrações de 24-methylcholesterol (β) (24-ethylcholesta-5-en-3 β -ol) e fucosterol (24-ethylcholesta-5, 24 (28) E-dien3 β -ol) (GLADU *et al.*, 1991).

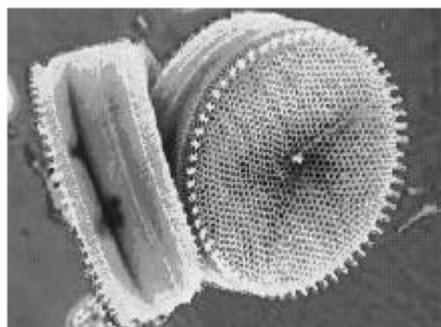


Figura 06: Espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* cultivada durante o experimento (Todd *et al.*, 2005).

4.2 COPEPODA

Existem mais de 10.000 espécies descritas de Copepoda, constituindo a subclasse mais numerosa dos crustáceos inferiores. A maioria dos Copepoda é marinha (BRADFORD-GRIEVE *et al.*, 1999).

A maioria das espécies de Calanoida planctônicos é herbívora ou omnívora, alimentam-se através de movimentos de suas cerdas e de suas peças bucais.

Morfologicamente, as espécies da Família Pseudodiaptomidae (SARS, 1903) possuem características que diferem umas das outras, como por exemplo, um labro pouco protuberante, com cerdas especiais nos maxilípedes; nos machos as P5 são pequenas, não ultrapassando o mesosoma; o endopodo da P5 é reduzido a um grande espinho; a P5 da fêmea possui 4 artejos e um filamento grande terminal.

A espécie *Pseudodiaptomus acutus* (DAHL, 1894) (figura 07), possui a margem posterior do tórax terminando de forma pontiaguda.

São organismos que vivem normalmente nas regiões costeiras dos oceanos de águas quentes. São encontrados em uma variação de temperatura que vai de 18 a 28°C, e salinidades que variam de 18 a 34. São animais típicos de águas fechadas e rasas formadas pelas baías e golfos, vivem também em regiões estuarinas e manguezais, onde constituem freqüentemente o principal componente do zooplâncton de rede; podendo ser encontrado desde a desembocadura do rio Amazonas até a costa sul do Brasil; geralmente se diferenciam dos outros Calanoida estuarinos, de águas interiores por sua assimetria no segmento genital das fêmeas e por possuir um maxilípede com cerdas bastantes características. Estas estruturas típicas da P5 dos machos e a forma do segmento genital das fêmeas são características destes organismos permitindo uma rápida identificação.

Possuem 5 subestágios naupliares, diferentemente dos encontrados normalmente nos outros Copepoda calanoides, que possuem 6 subestágios naupliares, ou até mesmo as espécies criófilas (*Chiridius ornatus*), que possuem 4 subestágios; possuindo o mesmo número de subestágios de copepodito dos Calanoida com 5, e um estágio de adulto. O ciclo de vida desta espécie é de pouco mais de uma semana (BJÖRNBERG, 1981; BRADFORD-GRIEVE *et al.* 1999).

São considerados organismos hipoplanctônicos (BJÖRNBERG, 1981;

BRADFORD-GRIEVE *et al.* 1999), pela forma de vida e alimentação. Eles fixam suas antenas em um substrato rígido por meio de suas cerdas glandulares, vibram os seus palpos gerando redemoinhos de água que acumulam o alimento em micromembranas formadas pelas cerdas dos apêndices bucais (BJÖRNBERG, 1972).

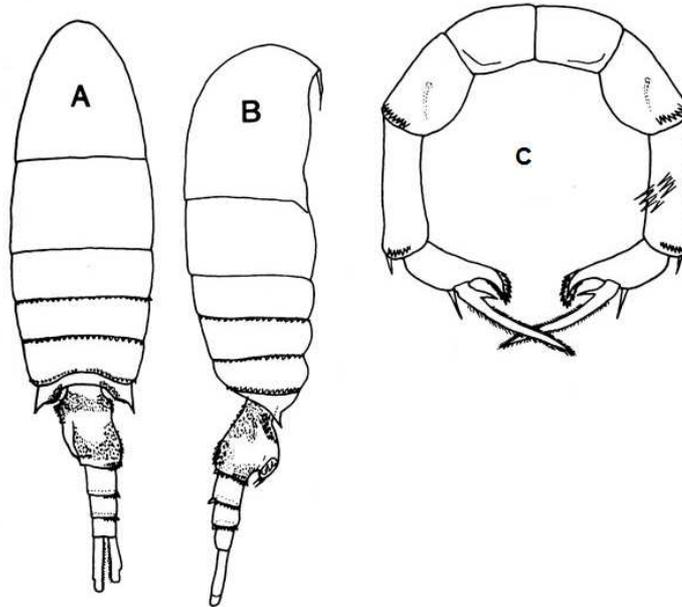


Figura 07: Espécie de Copepoda *Pseudodiaptomus acutus* cultivado durante o experimento A visão dorsal, B visão lateral, C quinto par de patas da fêmea, (adaptado de <http://copepodes.obs-banyuls.fr/en/fichesp.php?sp=2274>).

5. MATERIAL E MÉTODOS

5.1 METODOLOGIA DE CAMPO

Foram realizadas coletas à margem leste da Ilha de Itamaracá, nas coordenadas geográficas 7° 46'30 61" S e 34° 49'53 54" W. As coletas foram realizadas nas proximidades do Clube de Itamaracá.

Antes de cada coleta, foram coletados 20 L de água do mar, que foi filtrada inicialmente no local com uma malha de 50 µm, armazenada em recipientes de polietileno, cobertos com lona preta e transportados ao laboratório (Figura 08).



Figura 08: Desenho esquemático da filtração da água do mar realizada em campo para posteriormente ser transportada ao laboratório.

Para a coleta dos organismos planctônicos foram realizados três arrastos horizontais subsuperficiais, de forma manual, paralelos à praia, com uma duração de cinco minutos cada, sempre às sete horas da manhã e próximo à baixa-mar, para minimizar a turbulência criada pelas ondas nos momentos próximos a preamar.

Para a realização das coletas foi utilizada uma rede de plâncton simples, de formato cônico, comprimento de 2 metros, abertura de malha de 200 µm, diâmetro de boca de 0,60 m e no final da rede um copo coletor cego (Figura 09).

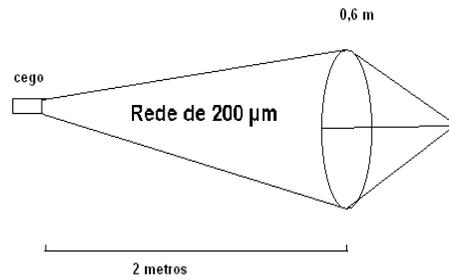


Figura 09: Desenho esquemático da rede de plâncton utilizada na coleta das fêmeas de *P. acutus*.

Toda a amostra coletada foi acondicionada em um recipiente de vidro, com capacidade de 2 L, previamente lavado com água destilada e seco em estufa. Logo após a adição das amostras nos recipientes, estes foram vedados com papel filme, furados para facilitar a entrada de ar nos potes e, revestidos com lona preta para evitar a penetração de luz e minimizar a predação dos organismos nos recipientes (figura 10).

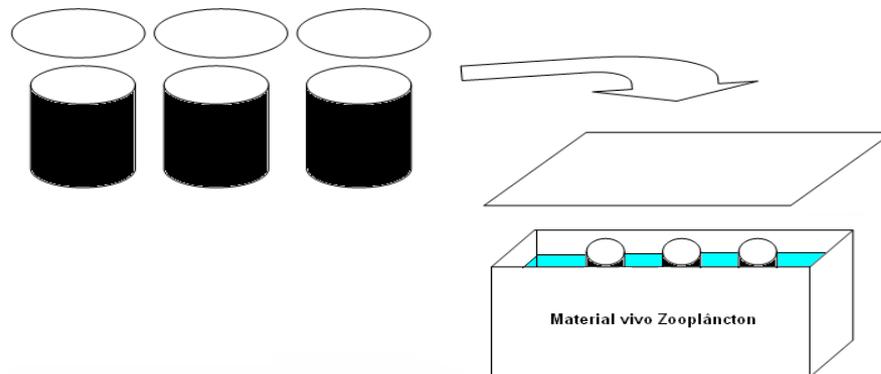


Figura 10: Desenho esquemático da acomodação dos potes após coleta e armazenamento nos potes de vidro.

Todas as amostras foram acondicionadas em uma caixa térmica, que foi completada com água do próprio ambiente, servindo para minimizar a variação de temperatura durante o trajeto do campo ao laboratório. Ainda em campo foram coletados os dados de temperatura e salinidade, com auxílio de um termômetro de

mercúrio (em escala centígrada) e um refratômetro marca Atago S/MIII-E Salinity 0-100 RPG, respectivamente, para que estes dados fossem utilizados no laboratório de cultivo durante a realização de todo o experimento.

5.2 METODOLOGIA DE LABORATÓRIO

5.2.1 TRATAMENTO DA ÁGUA

Toda a água proveniente do local de coleta, foi filtrada primeiramente por um filtro de abertura 20 μm , para logo em seguida, por outro filtro de abertura 5 μm (figura 11) e armazenada em recipientes escuros e cobertos com lonas escuras. Para evitar a penetração de luz. A água foi autoclavada, ficando no mesmo local que seria utilizada, coberta com lona preta, e esfriando à temperatura ambiente, que iria ser utilizada, aclimatada e utilizada nos cultivos tanto de microalgas, como de Copepoda.

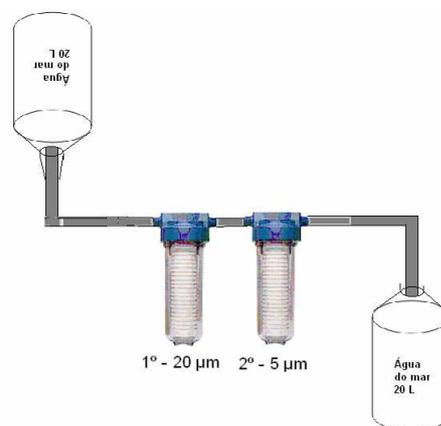


Figura 11: Desenho esquemático da filtração realizada com a água coletada em campo para ser utilizada durante todo o experimento.

5.2.2 TESTES COM MEIOS DE CULTIVO ALTERNATIVOS

Anteriormente aos experimentos com *P. acutus*, foram efetuados vários testes preliminares, com o objetivo de verificar a viabilidade de meios de cultivo alternativos,

além dos meios F2 e F2 diluído. Nestes testes, utilizou-se água do mar enriquecida com diversas fontes de nutrientes comercialmente disponíveis (terra adubada para minhocas, NPK, adubo foliar), previamente autoclavadas, decantadas e enriquecidas com silicato, e a diatomácea *Thalassiosira weissflogii* como organismo-teste.

5.3 CULTIVO DE MICROALGAS

Antes da realização do cultivo de Copepoda propriamente dito, foram realizados cultivos de microalgas, que seriam utilizados na alimentação dos Copepoda, durante todo o experimento. As cepas utilizadas durante o experimento foram de *Thalassiosira weissflogii*, *Chaetoceros muelleri*, *Tetraselmis chuii* e *Nannochloropsis* sp. , gentilmente cedidos pelo laboratório LAMARSUL da Universidade Federal Rural de Pernambuco e responsabilidade do Prof. Alfredo Oliveira Galvez. Estas cepas foram mantidas no Laboratório de Cultivo de Microalgas do Departamento de Oceanografia da Universidade Federal de Pernambuco e responsabilidade da Profa. Maria Luise Koenig. As microalgas mantidas em meio de cultura Conway (Walne, 1974) foram transportadas em tubos de ensaio de 10 mL em caixa térmica. Chegando ao laboratório de microalgas, as cepas foram mantidas por um período de 12 horas a uma temperatura de $24 \pm 1^\circ\text{C}$, sob a iluminação constante de duas lâmpadas fluorescentes de 20 watts, a uma distância de 15 cm (Figura 12). Estas mesmas condições de temperatura e luminosidade foram mantidas durante todo o período do experimento.



Figura 12: Cepas de microalgas acondicionadas no laboratório de fitoplâncton marinho.

A cada sete dias, as cepas eram replicação para novos tubos de ensaio de 10 mL, contendo o meio F/2 (Guillard, 1975), cuja composição consta na Tabela 1, sendo 5 mL do meio e 5 mL de inoculo inicial de microalgas. Os tubos foram periodicamente agitados a fim de promover homogeneidade e arejamento do meio.

Tabela 1. Composição e volume do Meio F/2 de Guillard (1975)

COMPONENTES	VOLUME
Água do mar	1000 mL
Nitrato de Sódio	1,0 mL
Fosfato de Sódio	1,0 mL
Silicato	1,0 mL
Metais (Solução Stock)	1,0 mL
Vitaminas	1,0 mL
Cloreto Férrico	1,0 mL

Obs.: Quantidade de nutrientes para 1 litro de água do mar.

Três dias antes da coleta do zooplâncton e dos experimentos de alimentação dos Copepoda, as cepas foram transferidas para Erlenmeyers de 500 mL, devidamente lavados e esterilizados. Posteriormente os Erlenmeyer recebiam 500 mL de meio F2 (meio F2), para posteriormente serem colocadas as respectivas microalgas. Ou eram adicionadas a cada Erlenmeyers apenas 250 mL de meio F2 e 250 mL de água do mar filtrada e esterilizada (F2). Com o isto, obteve-se o meio F2 diluído pela metade (F2/2). Em seguida, ambos os meios foram mantidos na mesma temperatura, salinidade e luminosidade dos tubos de ensaio (Figura 13).



Figura 13: Cultivo das microalgas em erlenmeyer utilizadas como alimento do Copepoda *P. acutus*.

Com o início dos cultivos de *P. acutus*, os recipientes contendo as cepas individuais de cada espécie de microalga foram transportados em caixa térmica para o laboratório de cultivo de animais aquáticos. Foram mantidas as mesmas condições do laboratório de microalgas, alterando apenas a temperatura, no processo de aclimação das microalgas à temperatura do cultivo de Copepoda.

5.4 CULTIVO DE COPEPODA

Com a chegada das amostras ao Laboratório de Aqüicultura do Departamento de Zoologia da Universidade Federal de Pernambuco, do Prof. George Nilson Mendes, cada recipiente recebeu uma mangueira com aeração até triagem do material. A produção de bolhas na água era mantida de forma branda para provocar uma leve circulação e oxigenação da água nos recipientes (figura 14).



Figura 14: Recipientes recém chegados de campo recebendo a aeração e esperando a triagem das fêmeas ovígeras.

Em seguida, as amostras foram analisadas completamente à procura de fêmeas de *Pseudodiaptomus acutus* com saco ovífero. Assim que eram encontradas, as fêmeas foram coletadas com o auxílio de uma pipeta de vidro lavada. Para minimizar o estresse causado às fêmeas, foi utilizado o extremo da pipeta com maior diâmetro durante a triagem dos indivíduos. As fêmeas foram separadas e colocadas individualmente em uma placa de Petri com capacidade de 10 mL nos diferentes tratamentos.

Para evitar a contaminação de outros organismos indesejados nos cultivos das

fêmeas foram colocadas sucessivamente em placas com água do mar filtrada e esterilizada, até que só restassem fêmeas, com o auxílio de um estereomicroscópio e um microscópio óptico.

Com o intuito de verificar o número de ovos produzidos por fêmea de *P. acutus* coletadas em campo, foram separadas 20 fêmeas, colocadas em Ependorf de 1 mL previamente etiquetados, e posteriormente fixadas com formol a 4%. E posteriormente os ovos do saco ovífero eram contados. Os sacos ovíferos foram desprendidos da fêmea manualmente com a utilização de estiletes. Em seguida recebiam hipoclorito de sódio diluído em água destilada (1/10). Os ovos foram contados quando a muselagem do saco ovífero foi dissolvida e os ovos se soltaram. Isto foi repetido individualmente para cada saco ovífero.

Todo o experimento de cultivo foi realizado utilizando dez réplicas para todos os tratamentos com as seguintes microalgas: *Chaetoceros muelleri*, *Thalassiosira weissflogii*, *Tetraselmis chuii* e *Nannochloropsis* sp. Antes da introdução do alimento as microalgas foram contadas. Todos os cultivos seguiram a tabela 2. E organizados verticalmente em colunas de cinco placas para cada cultivo (Figura 15).

O primeiro cultivo foi realizado com uma única espécie de microalga cultivada com meio F2 e F2/2. Foram separadas 40 fêmeas de *P. acutus*, contendo em cada bateria 10 fêmeas alimentadas com 10 mL de uma única espécie de microalga em placas individuais.

Tabela 2: Distribuição dos diferentes cultivos (uma espécie, duas espécies, três espécies, quatro espécies de microalgas e controle - sem alimento), em seus tratamentos utilizados como alimento de *P. acutus*, com suas respectivas microalgas cultivadas com meio de cultura F2 e F2/2 (diluído).

Cultivo	Uma Esp.				Duas Esp.						Três Esp.				Quatro Esp.	Controle (Sem Alim.)
	1	2	3	4	1	2	3	4	5	6	1	2	3	4	1	1
<i>Thalassiosira weissflogii</i> (Tw)	X						X	X	X	X	X	X	X		X	
<i>Chaetoceros muelleri</i> (Cm)		X					X	X	X		X	X	X		X	
<i>Tetraselmis chuii</i> (Tc)			X		X		X	X		X	X	X	X		X	
<i>Nannochloropsis</i> sp. (Nanno)				X	X	X	X				X	X	X		X	



Figura 15: disposição em que as placas de petri (10 mL) foram organizadas nos cultivos individuais das fêmeas ovígeras cinco placa por coluna.

O segundo cultivo foi realizado com a mistura de duas espécies de microalgas mantidas com meio F2 e F2/2. Foram separadas 60 fêmeas de *P. acutus*, contendo em cada tratamento 10 fêmeas alimentadas com 5 mL de suspensão de cada espécie de microalga utilizada e uma fêmea por placa.

O terceiro cultivo foi realizado com a mistura de três espécies microalgas cultivadas com meio F2 e F2/2. Foram separadas 40 fêmeas de *P. acutus*, contendo em cada tratamento 10 fêmeas e alimentadas com aproximadamente 3,3 mL para cada espécie de microalga utilizada e uma fêmea por placa.

O quarto cultivo foi realizado com a mistura das quatro espécies de microalgas mantidas nos meios F2 e F2/2. Foram separadas 10 fêmeas de *P. acutus* e alimentadas 2,5 mL de cada microalga utilizada e colocada num único tratamento que foi com *C. muelleri* + *T. weissflogii* + *Nonocloropsis* sp. + *T. chuii* e uma fêmea por placa.

O quinto cultivo foi realizado sem alimentação, simplesmente foram separadas 10 fêmeas de *P. acutus* cultivadas em 10 mL de água do mar filtrada e autoclavada e uma fêmea por placa.

Com a liberação total dos nauplius, as fêmeas ovígeras foram separadas e fixadas em formol a 4% previamente tamponado com tetraborato de sódio a 5 mg.L⁻¹. Quando as fêmeas liberavam parcialmente os nauplius, contendo ainda um saco ovígero, as fêmeas foram isoladas em novas placas de petri, onde permaneceram com a mesma alimentação oferecida antes da liberação dos primeiros nauplius. Este procedimento foi repetido sempre que foi encontrada a fêmea com um novo saco

ovígero, até que não existisse mais o saco ovígero. Todos os nauplius liberados foram colocados em uma única placa, para obter o valor total de nauplius liberado por fêmea.

Diariamente foram contados todos os indivíduos de cada placa, posteriormente, foram colocados em novas placas recebendo o alimento do dia anterior. A cada dois dias receberam nova alimentação respeitando o volume inicial de cada espécie de microalga e o respectivo tratamento. Quando o primeiro indivíduo atingiu o estágio de copepodito foi considerado que todos os outros mudariam no mesmo dia. Quando os indivíduos chegaram à fase adulta os cultivos foram encerrados.

5.5 TRATAMENTO DOS DADOS

Inicialmente os dados foram tratados para cada meio de cultura (F2 e F2/2), inicialmente foi realizada a análise de todos os valores encontrados durante cada experimento. Posteriormente os dados foram divididos em duas séries temporais: a primeira fase do cultivo foi considerada a partir do primeiro dia de cultivo, ao maior valor médio encontrado. A segunda fase do cultivo foi considerada a partir do maior valor médio encontrado ao último dia de cultivo. E posteriormente foi realizada a análise da taxa de sobrevivência, que levou em consideração os valores da segunda fase do cultivo.

Diante destes resultados, para verificar se existe diferença significativa do fator “Tipo de Alimento” sobre a variável dependente “número de indivíduos por fêmea”. Dentro de cada meio de cultura, dentro de cada cultivo e seus respectivos tratamentos. Utilizou-se os testes não paramétricos Kruskal-Wallis ($p= 0.05$) e o teste Mann-Whitney efetuando a correção Bonferroni para comparações múltiplas, ou seja, usando-se $p_{\text{crítico}} = 0.05 / m$, sendo “m” o n.º. de comparações e “ $p_{\text{crítico}}$ ” a probabilidade de erro usada n.

Todos os testes estatísticos foram aplicados utilizando-se o pacote estatístico Bioestat 3.0 (Ayres, *et al.* 2003).

6. RESULTADOS

6.1.1 FATORES ABIÓTICOS

No momento em que foram realizadas as coletas de campo, a temperatura da água variou entre 27,8°C e 29,6°C, resultando numa temperatura média de 28,4°C. A salinidade variou entre 32,1 e 36,5 com uma salinidade media de 34,4.

No laboratório a temperatura variou entre 24°C e 25,2°C, a salinidade foi mantida durante todo o experimento a 35 e, fotoperíodo de 12:12 horas de claro e escuro.

6.1.2 TESTES COM MEIOS DE CULTIVO ALTERNATIVOS

Nos testes com diversas fontes de nutrientes comercialmente disponíveis (terra adubada para minhocas, NPK, adubo foliar), previamente autoclavadas, decantadas e enriquecidas com silicato, nenhum destes meios de cultivo alternativos mostrou-se comparável ao meio F2 ou F2 diluído. Porém, o meio baseado em terra adubada para minhocas, mostrou o resultado entre estes. Por isto, utilizaram-se somente os meios F2 e F2 diluído nos cultivos com *P. acutus*. O meio F2 diluído mostrou-se tão eficaz como o F2, para o cultivo das microalgas aqui utilizadas, como o F2, porém com uma demora considerável no crescimento populacional (aprox. o dobro do tempo) , até obter a biomassa necessária de microalgas.

6.1.3 CONCENTRAÇÃO DAS MICROALGAS DURANTE OS EXPERIMENTOS COM *PSEUDODIAPTOMUS ACUTUS*

As quatro espécies de microalgas utilizadas durante todos os experimentos, como alimento de *P. acutus*, apresentaram densidades celulares muito semelhantes. As microalgas tiveram densidades que variaram de 3×10^4 cel. mL⁻¹ a 6×10^5 cél. mL⁻¹. Os valores mínimo, médio e máximo do número de células por mL de cada espécie

foram respectivamente os seguintes: *Chaetoceros muelleri* (*Cm*) $1,5 \times 10^5$ cél. mL⁻¹, 4×10^5 cél. mL⁻¹ e 5×10^4 cél. mL⁻¹; *Thalassiosira weissflogii* (*Tw*) 2×10^5 cél. mL⁻¹, 6×10^5 cél. mL⁻¹ e 8×10^4 cél. mL⁻¹; *Tetraselmis chuii* (*Tc*) $1,4 \times 10^5$ cél. mL⁻¹, $2,8 \times 10^5$ cél. mL⁻¹ e 7×10^4 cél. mL⁻¹; *Nannochloropsis* sp. (*Nanno*) 1×10^5 cél. mL⁻¹, 2×10^5 cél. mL⁻¹ e 3×10^4 cél. mL⁻¹.

6.2 EXPERIMENTOS COM *PSEUDODIAPTOMUS ACUTUS*

As fêmeas de *P. acutus* coletadas em campo apresentaram em média 19,64 ovos. fêm.⁻¹. O maior valor encontrado individualmente foi de 31 ovos. fêm.⁻¹ e o menor valor foi de 6 ovos. fêm.⁻¹. Apresentaram também um número de náuplio que variou de 3 a 27 por fêmea.

Durante todos os cultivos, observaram-se duas fases consecutivas: a primeira foi considerada a Fase inicial (Fase 1) e a segunda, a Fase final (Fase 2). A Fase inicial teve início no primeiro dia de cada cultivo, finalizando no maior valor médio de ind. fêm.⁻¹ encontrado durante cada experimento. Isto geralmente ocorria entre o 3º e 5º dia do cultivo (Figura 16).

De forma geral, os cultivos apresentaram uma tendência ao aumento da abundância de náuplios (Figura 16). Isto se deve à presença de novos sacos ovíferos férteis produzidos pelas fêmeas, ao longo de todos os experimentos, nos primeiros dias. Após este período, as fêmeas produziram novos sacos inférteis ou, não produziam mais os sacos ovíferos.

Logo após da Fase 1, os cultivos tendiam a uma diminuição diária na abundância de náuplios, devido à mortalidade dos mesmos (Fase 2).

Os cultivos apresentavam momentos importantes ao longo de cada experimento. O primeiro momento foi marcado pela transição dos estágios larvais dos Copepoda, que foi a transição de náuplio para copepodito, representado, no dia, quando aparecia o primeiro copepodito (C), o segundo momento importante foi marcado com a presença de organismos adultos (A) encontrados durante os cultivos, ou quando ocorria a morte de todos os indivíduos (M) (Figura 16).

6.2.1 CULTIVO DE *PSEUDODIAPTOMUS ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2

6.2.1.1 DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2

Os cultivos realizados com uma espécie de microalga cultivada com meio de cultura F2 apresentaram padrões que não houve diferença significativa ao longo dos experimentos realizados com Tw e Cm. Estas duas espécies de microalgas mostraram-se como os melhores alimentos oferecidos aos estágios larvais de *P. acutus*. Enquanto que os outros dois cultivos (Tc e Nanno) apresentaram outro padrão sem diferença significativa entre elas. Este segundo padrão apresentou-se com diferença significativa em relação ao primeiro. O cultivo realizado com Tc apresentou uma menor mortalidade que a encontrada com o cultivo realizado com Nanno. Desta forma, o cultivo com Nanno mostrou-se insuficiente para o cultivo dos estágios larvais de *P. acutus* (Figura 16).

Inicialmente entre os cultivos o valor médio variou de 14 (Tw) a 16 (Nanno) indivíduos por fêmea. Os organismos realizaram mudança de estágio naupliar para o estágio de copepodito entre o terceiro (Tw) e o quinto (Nanno) dia de cultivo. Dos quatro tratamentos realizados com este cultivo, apenas os organismos de três tratamentos conseguiram chegar a organismos adultos, variando do oitavo (Tw e Cm) ao décimo quarto (Tc) dia de cultivo. Enquanto que o cultivo realizado com Nanno, todos os organismos morreram no oitavo dia de cultivo. Entre os tratamentos o maior valor médio variou de 19 (Nanno) a 30 (Cm) ind. fêm.⁻¹ (Figura 16). Os cultivos apresentaram em seu último dia valores que variaram de zero (Nanno) a 23 ind. fêm.⁻¹ (Tw) (Figura 16).

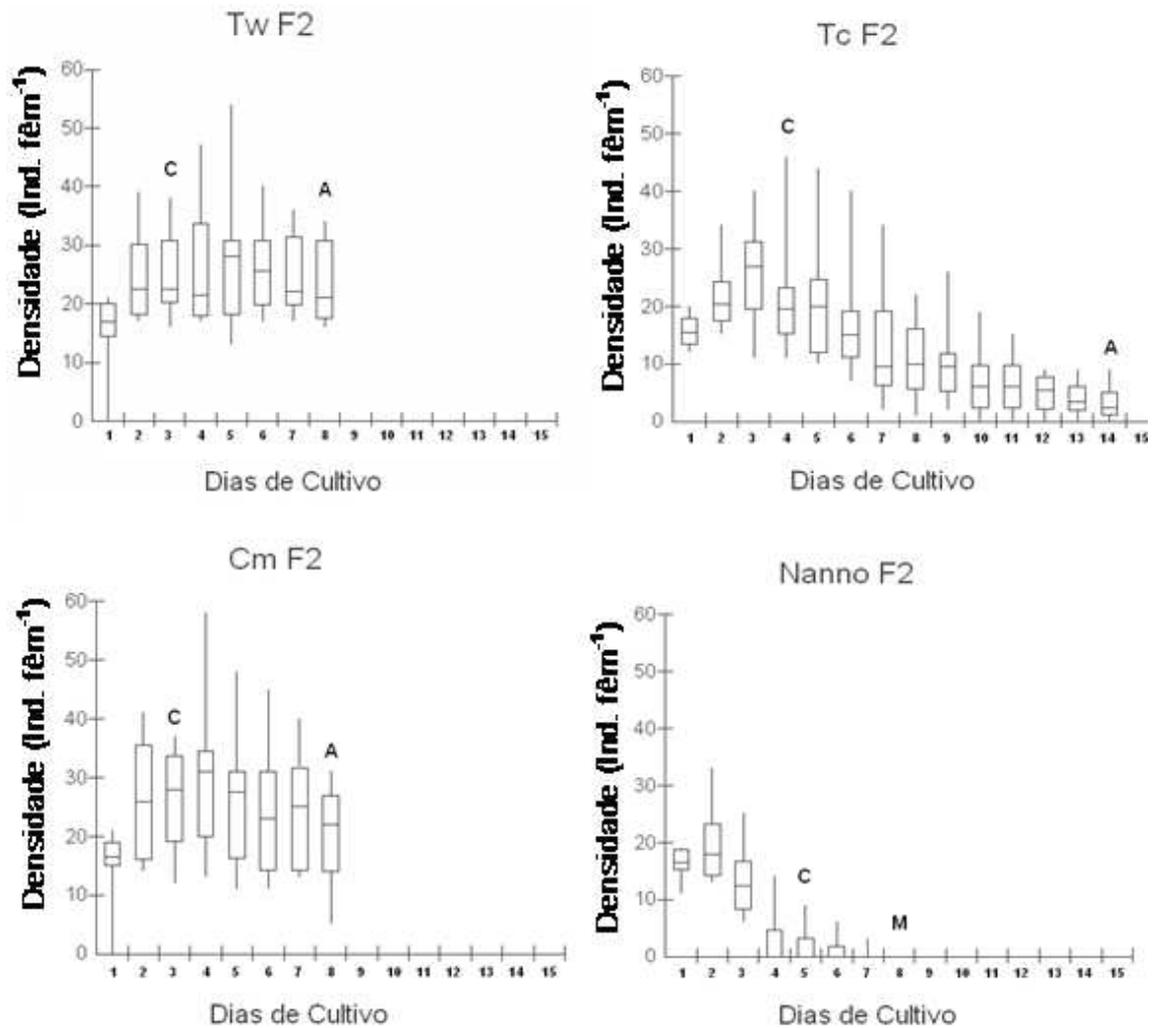


Figura 16: Densidade diária (Indivíduos por fêmea) de cada cultivo de *P. acutus*, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval (náuplio para copepodito - **C**) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada à fase adulta (**A**) ou morte total dos indivíduos (**M**).

6.2.1.2 ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO REALIZADO COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2

6.2.1.2.1 DADOS DAS FASES 1ª e 2ª DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2

Os cultivos realizados com uma espécie de microalga apresentaram dois padrões semelhantes, ao longo das duas fases. O primeiro em que os cultivos apresentaram os melhores resultados (Tw e Cm) e o segundo com os piores resultados (Tc e Nanno) (Figura 17).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) apresentaram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: $Tw > Tc$, $Tw > Nanno$, $Cm > Tc$, $Cm > Nanno$ e $Tc > Nanno$ (Figura 17).

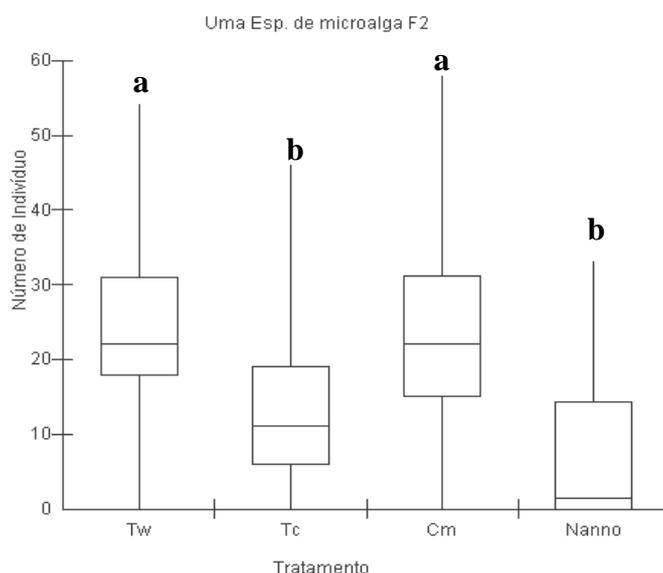


Figura 17: Número total de indivíduos durante todo o experimento de cultivo de *P. acutus*, alimentados com uma espécie de microalga. *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.1.2.2 DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2

Todos os cultivos realizados com uma espécie de microalga apresentaram um único padrão ao longo desta fase.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) apresentaram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: Tw > Nanno (Figura 18).

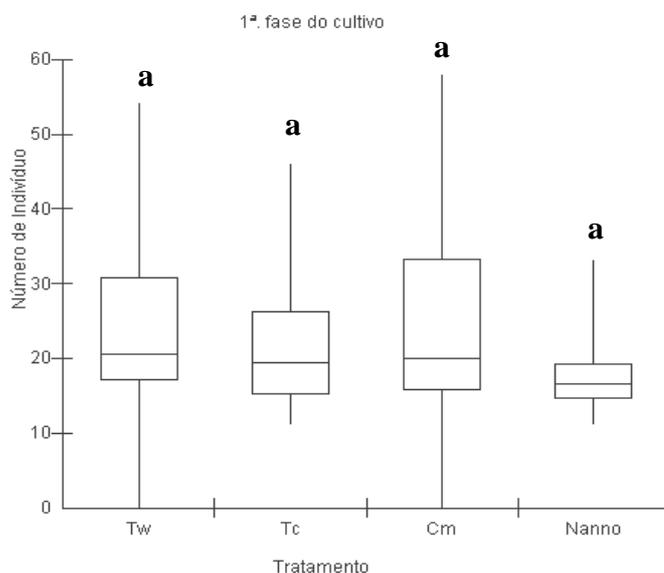


Figura 18: Número de indivíduos da primeira fase do cultivo (do primeiro dia de cultivo ao maior valor médio de densidade) do cultivo realizado com *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma espécie de microalga: *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.1.2.3 DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2

Os cultivos realizados com estes tratamentos apresentaram dois padrões semelhantes entre si o primeiro onde os cultivos apresentaram os melhores resultados (Tw e Cm), e o segundo onde os Copepoda não se apresentaram tão bem (Tc e Nanno). Mas o pior resultado foi encontrado com Nanno, semelhante aos dados de “ambas as fases” ao longo do experimento (Figura 19).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) apresentaram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: $Tw > Tc$, $Tw > Nanno$, $Cm > Tc$, $Tc > Nanno$ e $Cm > Nanno$ (Figura 19).

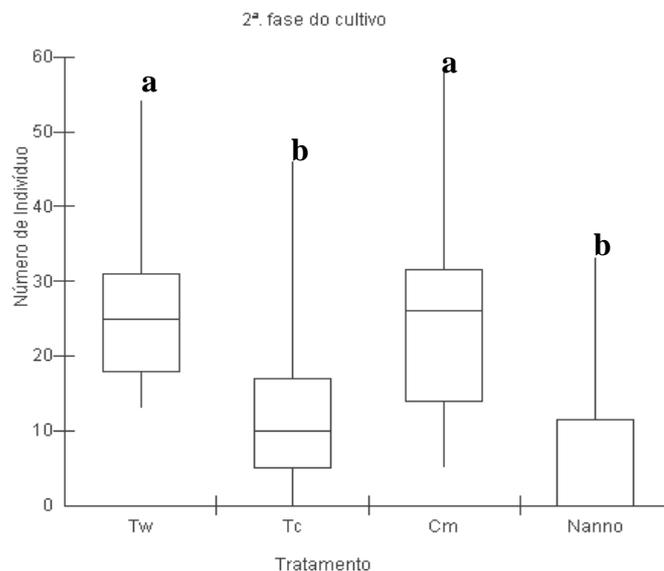


Figura 19: Número de indivíduos da segunda fase do cultivo (a partir do maior valor de densidade encontrado) do cultivo realizado com *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.1.2.4 SOBREVIVÊNCIA DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2

Os cultivos realizados no primeiro experimento com estes tratamentos apresentaram dois padrões semelhantes para sobrevivência dos indivíduos. O primeiro foram os cultivos com os melhores resultados para a sobrevivência (*Tw* e *Cm*). E o segundo foi com os piores resultados, e dentre estes o cultivo com *Nanno*, que se mostrou com os piores resultados para a sobrevivência dos indivíduos (Figura 20).

As taxas de sobrevivências na Fase Final apresentaram entre os quatro tratamentos um valor médio de 41%. O cultivo que apresentou a maior sobrevivência dos quatro tratamentos foi *Tw* com 84% e o cultivo que apresentou o menor valor sobrevivência foi *Nanno* com 0% de sobrevivência (mortalidade total).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: $Tw > Tc$, $Tw > Nanno$, $Cm > Tc$ e $Cm > Nanno$ (figura 20). Enquanto que entre os tratamentos $Tc > Nanno$, somente foi encontrada uma diferença significativa com o teste Mann-Whitney (figura 20).

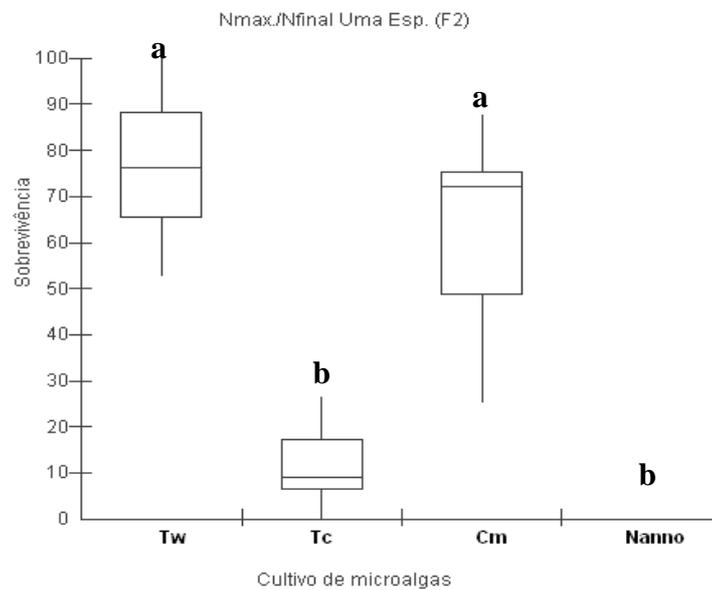


Figura 20: Porcentagem média da sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, referindo-se da segunda fase do cultivo para cada tratamento, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivada em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística, com os testes posteriores.

6.2.2 CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

6.2.2.1 DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com uma espécie de microalga cultivadas com meio de cultura F2/2 apresentaram dois padrões entre os quatro tratamentos. Um em que os organismos cultivados apresentaram os melhores resultados (Cm e Tc). Estas duas espécies de microalgas mostraram-se como os melhores alimentos oferecidos aos

estágios larvais de *P. acutus*. Diferentemente ao encontrado com o meio F2, onde as duas diatomáceas não apresentaram diferença significativa.

Os outros dois cultivos Tw e Nanno apresentaram outro padrão sem diferença significativa entre eles. O cultivo realizado com Tw apresentou uma menor mortalidade que a encontrada com o cultivo realizado com Nanno. Desta forma, o cultivo com Nanno mostrou-se insuficiente para o cultivo dos estágios larvais de *P. acutus*, tanto com meio de cultura F2, assim como o meio de cultura F2/2 (Figura 21).

Inicialmente entre os cultivos o valor médio variou de 3 (Nanno) a 9 (Tc) indivíduos por fêmea. Os organismos realizaram mudança de estágio náupliar para o copepodito entre o quarto (Tw e Cm) e o sétimo (Nanno) dia de cultivo. Dos quatro tratamentos realizados com este cultivo, apenas os organismos de três tratamentos conseguiram chegar a organismos adultos, variando do décimo (Cm) ao décimo terceiro (Tw) dia de cultivo.

Assim como o cultivo realizado com meio F2, os organismos cultivados com Nanno apresentaram mortalidade em todos os organismos no décimo dia. Entre os tratamentos o maior valor variou de 20 (Nanno) a 33 (Cm) ind. fêm.⁻¹ (Figura 19). Os cultivos apresentaram em seu último dia valores que variaram de zero (Nanno) a 24 ind. fêm.⁻¹ (Cm) (Figura 21).

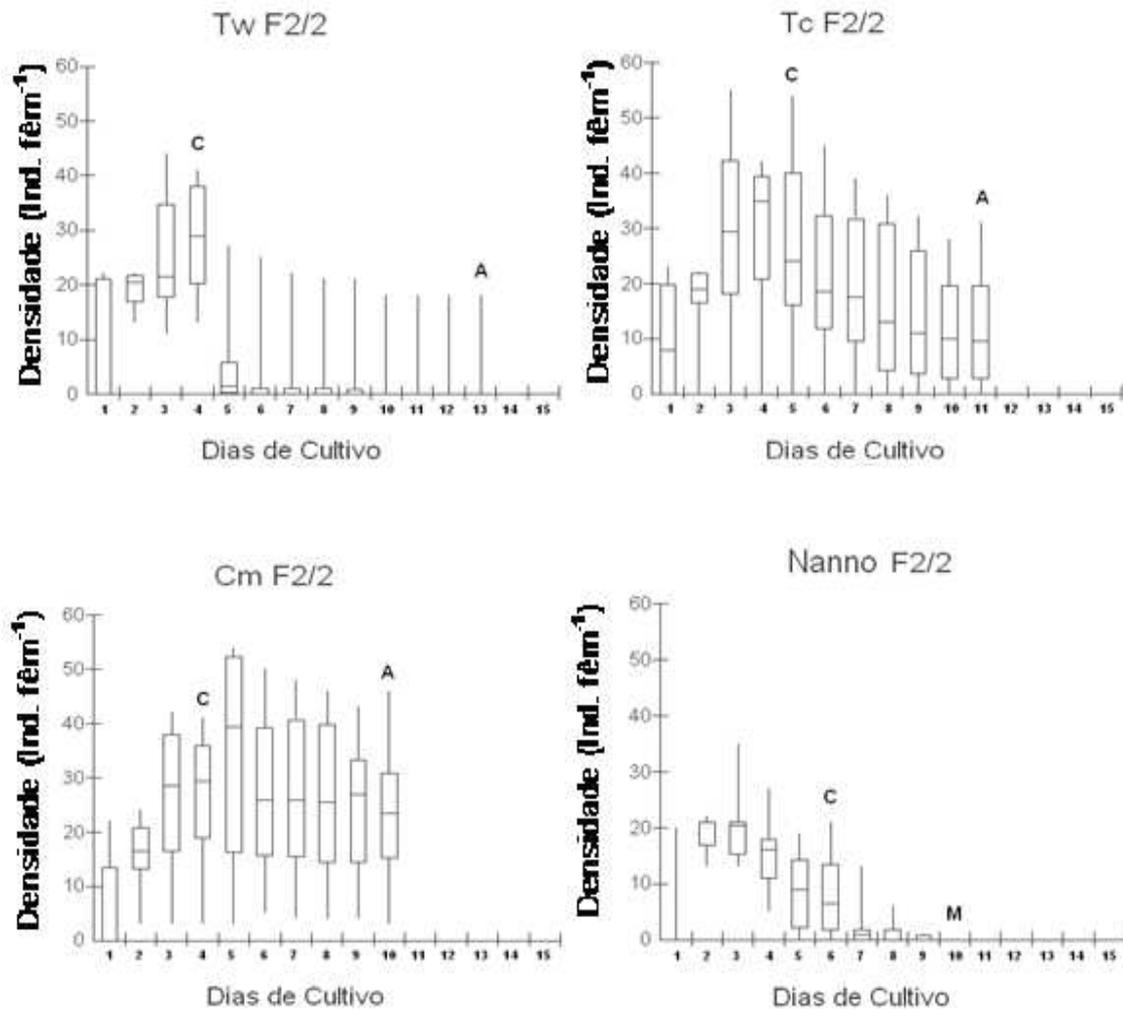


Figura 21: Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivada em meio F2/2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (C) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (A) ou morte total dos indivíduos (M).

6.2.2.2 ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* REALIZADO COM UMA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

6.2.2.2.1 DADOS DAS FASES 1ª e 2ª DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com estes tratamentos apresentaram dois padrões semelhantes ao longo das duas fases. O primeiro foi encontrado com os melhores resultados (Cm e Tc). E o segundo padrão foi encontrado com os piores resultados (Nanno e Tw), e Nanno mostrou-se como péssimo alimento para os estágios larvais de *P. acutus*, (Figura 22).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: $Tc > Tw$, $Cm > Tw$, $Tc > \text{Nanno}$ e $Cm > \text{Nanno}$ (figura 22).

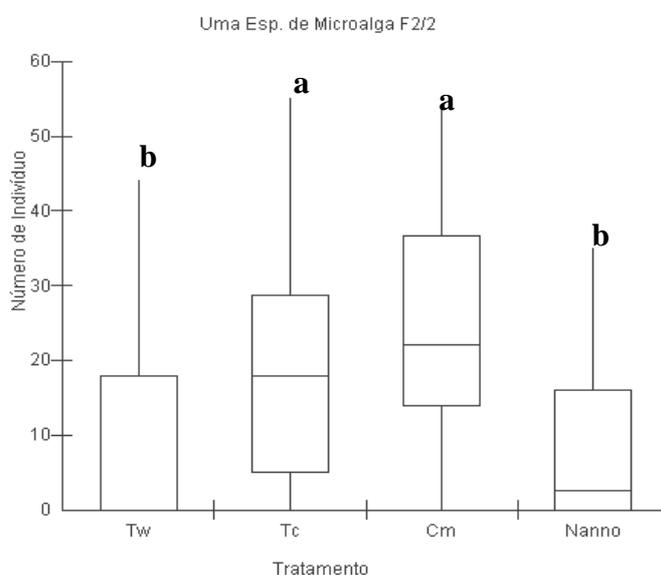


Figura 22: Número Total de indivíduos no período completo de cultivo de *P. acutus*, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.2.2.2 DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com estes tratamentos apresentaram de forma geral, um padrão muito semelhante entre os cultivos, ao longo desta fase (figura 23).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) não encontraram diferenças significativas entre os tratamentos (figura 23).

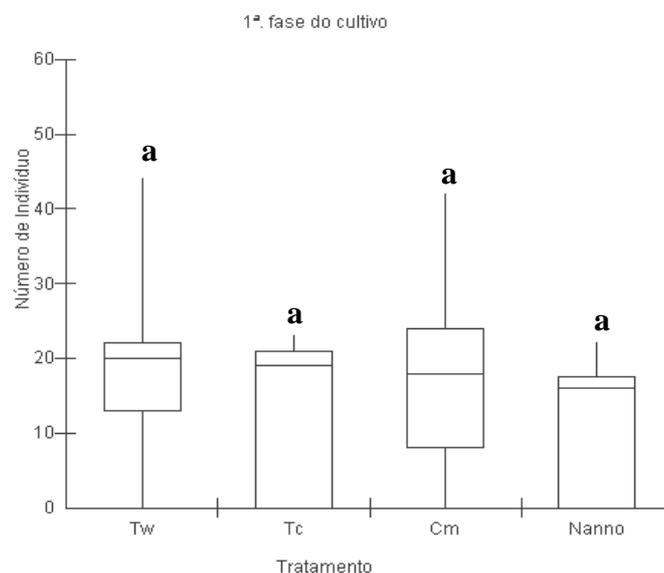


Figura 23: Número de indivíduos da primeira fase do cultivo realizada com *P. acutus*, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.2.2.3 DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com estes tratamentos apresentaram de forma geral, dois padrões básicos. O primeiro padrão para os cultivos que foram bem sucedidos como alimento de *P. acutus*, tornando-se ótimos para o cultivo dos estágios larvais desta

espécie de Copepoda, com as microalgas Cm e Tc. O segundo padrão, em que os cultivos não foram bem sucedidos como alimento para *P. acutus*, com as microalgas Nanno e Tw (figura 24).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: $Tc > Tw$, $Cm > Tw$, $Cm > Tc$, $Tc > \text{Nanno}$ e $Cm > \text{Nanno}$ (figura 24).

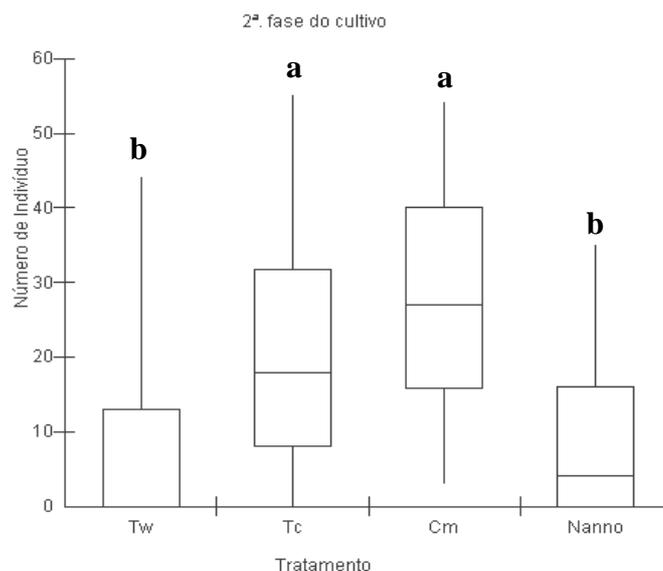


Figura 24: Número de indivíduos da segunda fase do cultivo de *P. acutus*, alimentados com uma espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.2.2.4 SOBREVIVÊNCIA DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM UMA ÚNICA ESPÉCIE DE MICROALGA CULTIVADA EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com estes tratamentos apresentaram três padrões básicos. O primeiro padrão foi obtido com o melhor resultado da sobrevivência dos indivíduos cultivados (Cm), tornando-se ótimo alimento para o cultivo dos estágios larvais de *P. acutus*. O segundo com resultado intermediário (Tc). E o terceiro padrão foi obtido com os cultivos realizados com Nanno e Tw, enquanto que o cultivo realizado com Nanno apresentou 100% de mortalidade. Isto corrobora que o cultivo realizado

com esta espécie como alimento dos estágios larvais de *P. acutus* não é bem sucedido, tanto como o meio de cultura F2, assim como F2/2 (Figura 25).

Na Fase Final encontrou-se uma sobrevivência média dos indivíduos de 29% entre os tratamentos. O maior valor foi encontrado no tratamento realizado com Cm com 72% e o menor valor foi encontrado no tratamento com Nanno com 0% de sobrevivência (Figura 25).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: $Cm > Tw$, $Cm > Tc$, $Tc > Nanno$ e $Cm > Nanno$ (Figura 25).

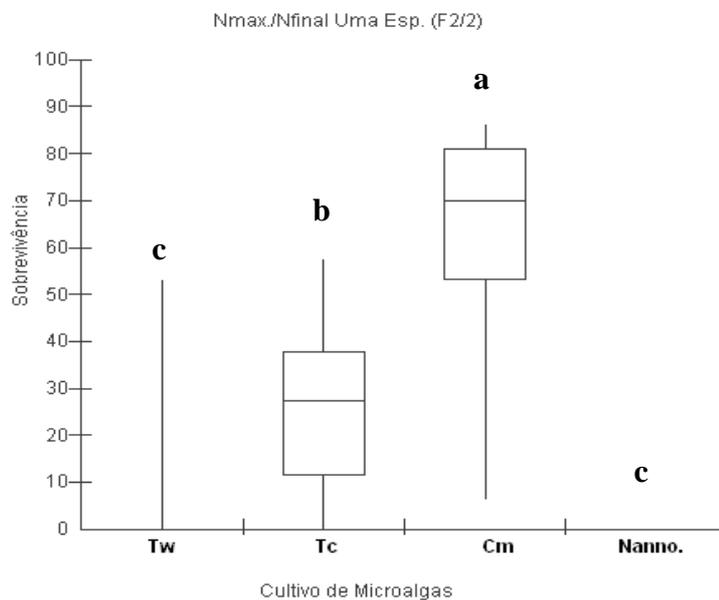


Figura 25: Sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma única espécie de microalga *Thalassiosira weissflogii* (Tw), *Tetraselmis chuii* (Tc), *Chaetoceros muelleri* (Cm) e *Nannochloropsis* sp. (Nanno) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.3 CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

6.2.3.1 DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

Os cultivos realizados com uma mistura de duas espécies de microalgas cultivadas com meio de cultura F2 apresentaram entre os tratamentos. As misturas que se apresentaram como melhores alimentos oferecidos aos estágios larvais de *P. acutus* foram: Cm+Nanno, Tw+Nanno e Tw+Cm. Enquanto que o cultivo realizado com a mistura de Tw+Tc apresentou-se como o pior resultado, com a mortalidade de todos os indivíduos. Desta forma, o cultivo realizado com esta mistura, mostrou-se insuficiente para o cultivo dos estágios larvais de *P. acutus*, assim como no meio de cultura F2 (Figura 26).

Inicialmente entre os cultivos o valor médio variou de 10 (Tw+Nanno e Cm+Tc) a 16 (Tw+Cm) indivíduos por fêmea. Os organismos realizaram mudança de estágio náupliar para copepodito entre o terceiro (Cm+Nanno, Tw+Nanno, Cm+Tc e Tw+Cm) e quarto (Tc+Nanno e Tw+Tc) dia de cultivo. Dos seis tratamentos realizados com estas misturas, apenas em cinco tratamentos os organismos conseguiram chegar a adultos, variando do oitavo (Tw+Nanno e Tw+Cm) ao décimo quarto (Tc+Nanno) dia de cultivo. Enquanto que o cultivo realizado com uma mistura de Tw+Tc, todos os organismos cultivados morreram no décimo dia. Entre os tratamentos o maior valor médio variou de 27 (Tc+Nanno) a 35 (Tw+Nanno) ind. fêm.⁻¹ (Figura 19). Os cultivos apresentaram em seu último dia valores que variaram de zero (Cm+Tc) a 23 ind. fêm.⁻¹ (Tw+Nanno) (Figura 26).

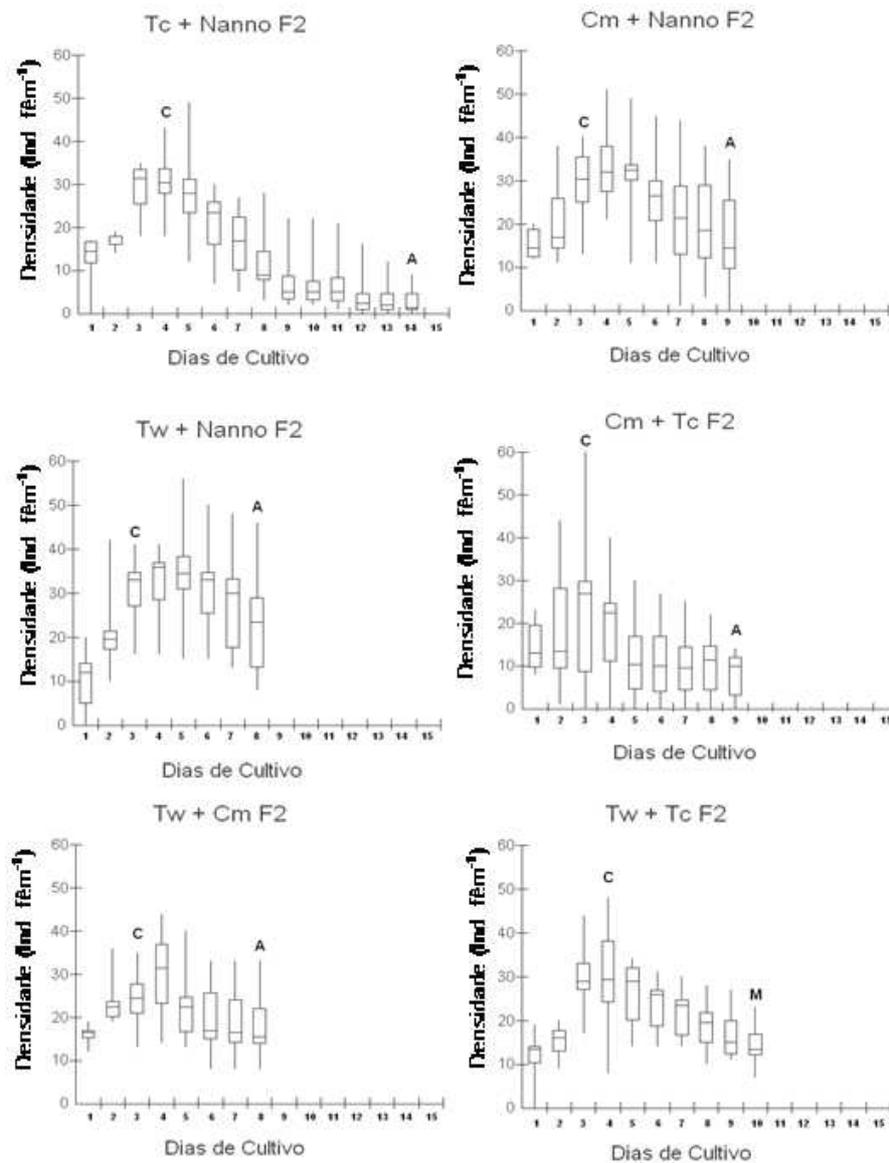


Figura 26: Densidade diária (ind. fêmea⁻¹) dos cultivos de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalga: Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivada em meio F2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (C) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (A) ou morte da totalidade dos indivíduos (M).

6.2.3.2 ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* REALIZADO COM UMA MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

6.2.3.2.1 DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

Os cultivos realizados com uma mistura de duas espécies de microalgas cultivadas com meio de cultura F2 apresentaram três padrões semelhantes entre todos os tratamentos. O primeiro foi realizado com os melhores resultados em os indivíduos cultivados se destacaram (Tw + Nanno e Cm + Nanno) sendo os melhores alimentos oferecidos para os estágios larvais de *P. acutus*. O segundo com os valores intermediários (Tw+Cm e Tw + Tc). E o terceiro com os piores resultados (Tc+Nanno e Cm + Tc). Enquanto que estes dois tratamentos apresentaram-se com as menores densidades durante todo o experimento.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,003$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: Cm+Nanno > Tc+Nanno, Tw+Nanno > Tc+Nanno, Tc+Nanno > Tw+Cm, Tw+Tc > Tc+Nanno, Cm+Nanno > Cm+Tc, Tw+Nanno > Cm+Tc, Tw+Nanno > Tw+Tc, Tw+Cm > Cm+Tc e Tw+Tc > Cm+Tc (figura 27).

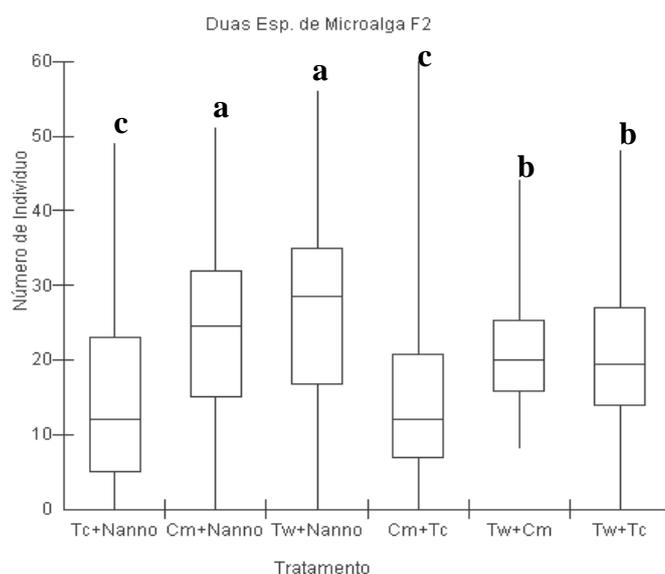


Figura 27: Número de indivíduos de todos os dias de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.3.2.2 DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

Os cultivos realizados com estes tratamentos apresentaram três padrões semelhantes entre todos os tratamentos. O primeiro foi encontrado com os melhores resultados (Tw + Nanno e Cm + Nanno) sendo os melhores alimentos oferecidos para os estágios larvais de *P. acutus*. O segundo com os valores intermediários (Tc + Nanno, Tw + Cm e Tw + Tc) e o terceiro com o pior resultado (Cm + Tc), enquanto que este tratamento apresentou densidades inferiores durante todo o experimento.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,003$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos

tratamentos: Cm + Nanno > Cm + Tc, Tw + Nanno > Cm + Tc. Além dos tratamentos apresentados acima, o teste Mann-Whitney ($p < 0,0033$) (utilizando a correção Bonferroni no “p”) também encontrou uma diferença significativa entre Tw + Cm > Cm + Tc (Figura 28).

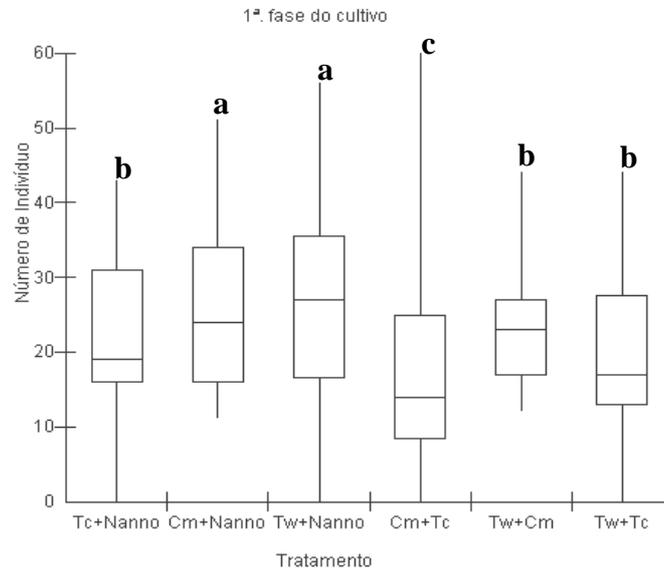


Figura 28: Número de indivíduos da primeira fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.3.2.3 DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

Os cultivos realizados com estes tratamentos apresentaram três padrões semelhantes. O primeiro foi encontrado com os piores resultados (Tw + Nanno e Cm + Nanno) sendo os melhores alimentos oferecidos para os estágios larvais de *P. acutus*. O segundo com os valores intermediário (Tw + Cm e Tw + Tc), e o terceiro com os

piores valores encontrados nos cultivos (Tc + Nanno e Cm + Tc). Enquanto que estes tratamentos apresentaram densidades inferiores durante todo o experimento, aos valores dos tratamentos acima citados.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,003$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: Cm+Nanno > Tc+Nanno, Tw+Nanno > Tc+Nanno, Tw+Cm > Tc+Nanno, Tw+Tc > Tc+Nanno, Cm+Nanno > Cm+Tc, Tw+Nanno > Cm+Tc, Tw+Nanno > Tw+Cm, Tw+Nanno > Tw+Tc, Tw+Cm > Cm+Tc, Tw+Tc > Cm+Tc (figura 29).

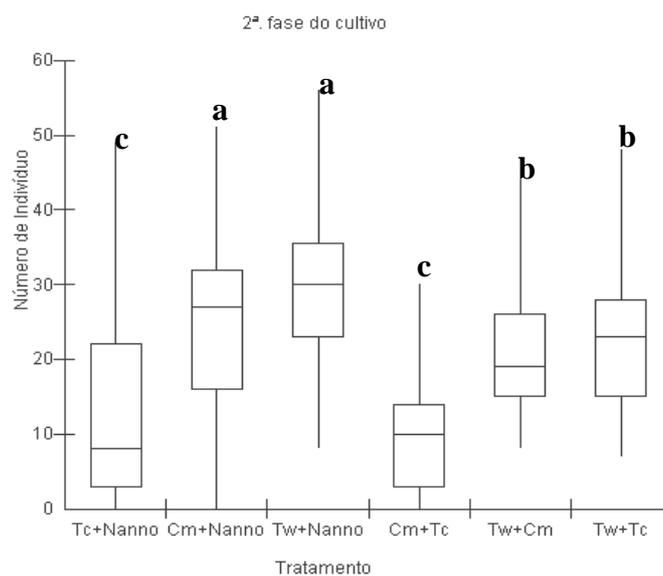


Figura 29: Número de indivíduos da segunda fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis* sp.), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.3.2.4 SOBREVIVÊNCIA DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

Os cultivos realizados com estes tratamentos apresentaram três padrões semelhantes entre a sobrevivência dos organismos de todos os tratamentos. O primeiro com os melhores resultados obtido (Tw + Nanno, Cm + Nanno, Tw + Cm e Tw + Tc), como sendo os melhores alimentos oferecidos para os estágios larvais de *P. acutus*. O segundo com o valor intermediário (Cm + Tc), e o terceiro com os piores valores encontrado durante todos os cultivos (Tc + Nanno) mostrando não muito eficiente para o cultivo de *P. acutus*.

As sobrevivências que vão do maior valor médio encontrado ao último dia de cultivo para cada tratamento. Apresentou um valor médio de 44% entre os tratamentos, o maior valor médio encontrado foi no tratamento realizado com Tw + Nanno com 66% e o menor valor médio encontrado foi no tratamento com Tc+Nanno com 10% de sobrevivência (Figura 30).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,003$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: Tw + Nanno > Tc + Nanno, Tw + Cm > Tc + Nanno, Tw+Tc > Tc + Nanno (Figura 30).

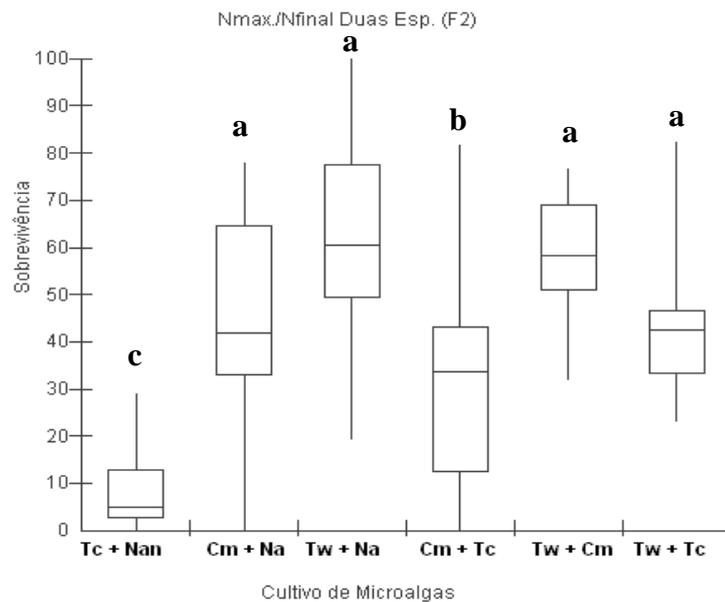


Figura 30: Taxa de sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivada em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.4 CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

6.2.4.1 DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com uma mistura de duas espécies de microalgas cultivadas com meio de cultura F2/2 apresentaram um padrão que não houve diferença significativa ao longo dos três experimentos realizados (Tc+Nanno, Tw+Nanno e Tw+Cm). Em que estes tratamentos se apresentaram como os melhores alimentos oferecidos aos estágios larvais de *P. acutus*. assim como no cultivo realizado com meio

F2, diferindo apenas com a mistura Cm+Nanno, mostrando-se um bom alimento quando as microalgas são cultivadas em meio F2. Enquanto que Cm+Nanno e Tw+Tc apresentaram os piores resultados, com a mortalidade de todos os indivíduos. Desta forma, estas misturas mostraram-se insuficientes para o cultivo dos estágios larvais de *P. acutus*, o cultivo realizado com a mistura Tw+Tc, também *foi encontrado* como um alimento ineficiente para o cultivo de estágios larvais de *P. acutus*. no meio de cultura F2 (Figura 31).

Inicialmente entre os cultivos o valor médio variou de 4 (Cm+Tc) a 13 (Tw+Tc) indivíduos por fêmea. Os organismos realizaram mudança de estágio náupliar para copepodito no mesmo dia de cultivo (quarto), com exceção da mistura Tw+Cm. Dos seis tratamentos realizados com estes cultivos, apenas quatro tratamentos os organismos conseguiram chegar a adultos, variando do nono (Tw+Nanno) ao décimo quinto (Tc+Nanno e Cm+Tc) dia de cultivo. Enquanto que os cultivos realizados com as mistura de Cm+Nanno e Tw+Tc, todos os organismos morreram no décimo dia de cultivo. Entre os tratamentos o maior valor médio variou de 22 (Cm+Nanno e Tw+Nanno) a 29 (Tc+Nanno, Cm+Tc, Tw+Tc) ind. fêm.⁻¹ (Figura 31). Os cultivos apresentaram em seu último dia valores que variaram de zero (Cm+Nanno e Tw+Tc) a 14 ind. fêm.⁻¹ (Tc+Nanno) (Figura 31).

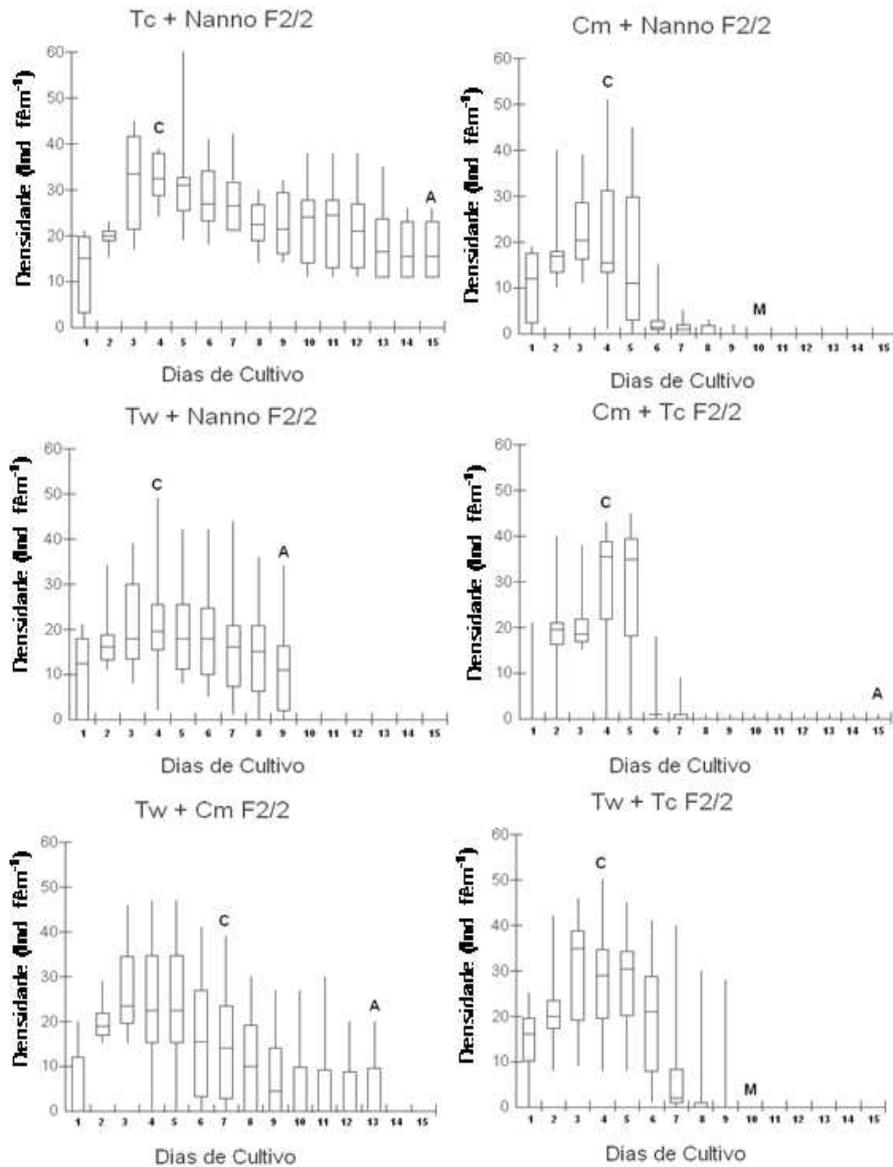


Figura 31: Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalga Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivada em meio F2/2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (C) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (A) ou morte total dos indivíduos (M).

6.2.4.2 ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* REALIZADO COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

6.2.4.2.1 DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com uma mistura de duas espécies de microalgas cultivadas com meio de cultura F2/2 apresentaram dois padrões semelhantes entre todos os tratamentos. O primeiro com os melhores resultados obtidos (Tc + Nanno, Tw + Nanno, Tw + Cm e Tw + Tc), com dois cultivos que se destacaram ao longo de ambas as fases foram os cultivos realizados com a mistura de Tc + Nanno e Tw + Nanno. O segundo com os valores que apresentaram os piores resultados encontrados para este cultivo (Cm + Nanno e Cm + Tc). Mostrando-se com sendo um alimento não muito favorável para o cultivo de *P. acutus*.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,003$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: Tc + Nanno > Cm + Nanno, Tc + Nanno > Tw + Nanno, Tc + Nanno > Cm + Tc, Tc + Nanno > Tw + Cm, Tc + Nanno > Tw + Tc, Tw + Nanno > Cm + Nanno, Tw + Nanno > Cm + Tc, Tw + Cm > Cm + Tc, Tw + Tc > Cm + Tc (figura 19). E o teste Mann-Whitney encontrou diferença significativa entre Cm + Nanno > Cm + Tc (figura 32).

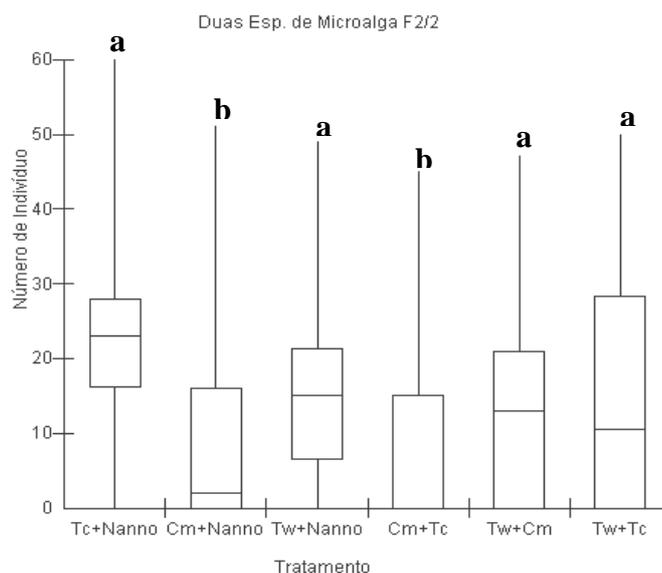


Figura 32: Número de indivíduos de todos os dias de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.4.2.2 DADOS DA 1ª. FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com estes tratamentos apresentaram ao longo desta fase um único padrão muito semelhante entre todos os tratamentos.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,003$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: Cm+Tc > Cm+Nanno, Cm+Tc > Tw+Nanno e Cm+Tc > Tw+Cm (Figura 33).

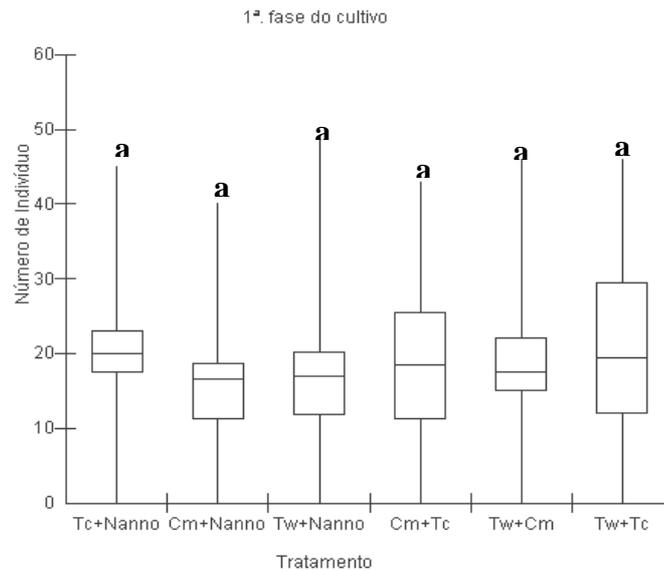


Figura 33: Número de indivíduos da primeira fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.4.2.3 DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com estes tratamentos apresentaram três padrões semelhantes entre todos os tratamentos. O primeiro com o melhor resultado (Tc+Nanno). O segundo com os valores intermediários (Tw+Nanno, Tw+Cm e Tw+Tc). O terceiro com os piores valores encontrados (Cm+Nanno e Cm+Tc). O único cultivo que se encontro com valores muito inferiores foi no cultivo com Cm+Tc.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,003$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos

tratamentos: Tc+Nanno > Cm+Nanno, Tc+Nanno > Tw+Nanno, Tc+Nanno > Cm+Tc, Tc+Nanno > Tw+Cm, Tc+Nanno > Tw+Tc, Tw+Nanno > Cm+Nanno, Tw+Nanno > Cm+Tc, Tw+Cm > Cm+Tc e Tw+Tc > Cm+Tc (figura 34). Além disto, os testes revelaram que existe diferença significativa obtida pelo teste Mann-Whitney ($p < 0,003$) (utilizando a correção Bonferroni no "p"), entre os tratamentos Cm+Nanno > Cm+Tc (figura 34).

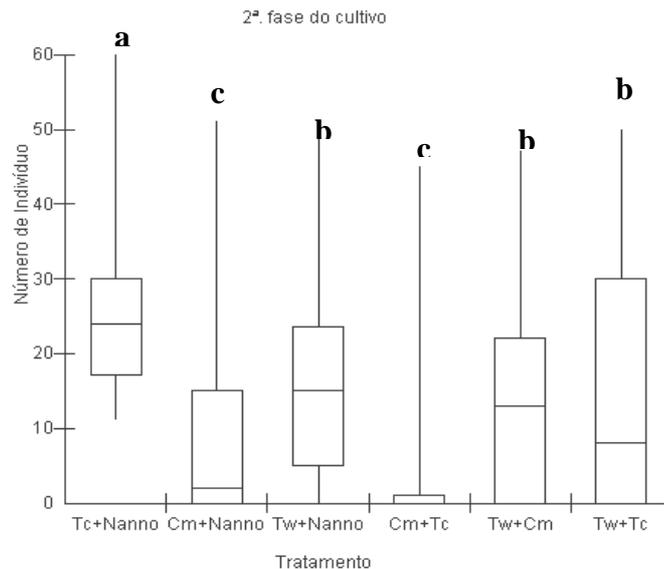


Figura 34: Número de indivíduos da segunda fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.4.2.4 SOBREVIVÊNCIA DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE DUAS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com esta fase apresentaram três padrões semelhantes entre a sobrevivência dos organismos. O primeiro com os melhores resultados (Tc+Nanno e Tw+Nanno). O segundo com o valor intermediário (Tw+Cm). E o terceiro com os piores resultados (Cm+Nanno, Cm+Tc e Tw+Tc), enquanto que estes tratamentos apresentaram mortalidade total dos organismos.

As sobrevivências que vão do maior valor médio encontrado ao último dia de cultivo para cada tratamento. Apresentou um valor médio de 20,44%, o maior valor médio encontrado foi no tratamento Tw + Nanno com 53,18% e o menor valor médio encontrado foram nos tratamentos Cm + Nanno e Tw + Cm onde nestes tratamentos os organismos não chegaram a fase adulta, morrendo todos (figura 35).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,0083$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: Tc+Nanno > Cm+Nanno, Tc+Nanno > Cm+Tc, Tc+Nanno > Tw+Tc, Tw+Nanno > Cm+Nanno, Cm+Tc > Tw+Nanno, Tw+Cm > Tw+Nanno, Tw+Tc > Tw+Nanno (figura 35).

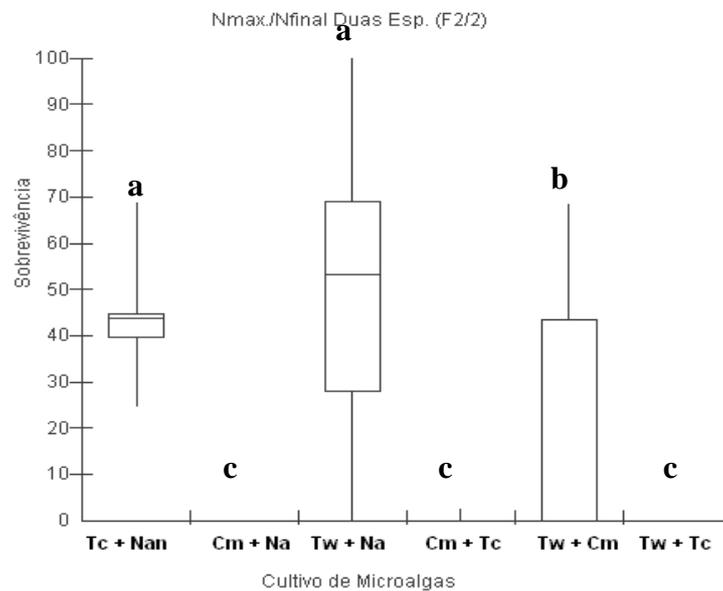


Figura 35: Taxa de sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Cm (*Chaetoceros muelleri*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) cultivada em meio F2 diluído. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.5 CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

6.2.5.1 DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

Os cultivos realizados com uma mistura de três espécies de microalgas cultivadas com meio de cultura F2 apresentaram um padrão que não houve diferença

significativa ao longo dos quatro experimentos realizados. A mistura que se apresentou como o melhor alimento oferecido aos estágios larvais de *P. acutus* foi: Cm+Tw+Nanno. Enquanto que os cultivos realizados com Cm+Tw+Tc e Tw+Tc+Nanno apresentaram-se com os piores resultados. Desta forma, os cultivos realizados com estas misturas mostraram-se insuficientes para o cultivo dos estágios larvais de *P. acutus* (Figura 36).

Inicialmente entre os cultivos o valor médio variou de 9 (Tw+Tc+Nanno) a 14 (Cm+Tc+Nanno) indivíduos por fêmea. Os organismos realizaram mudança de estágio naupliar para copepodito no mesmo dia de cultivo (terceiro), com exceção da mistura Cm+Tw+Nanno (quarto). Dos quatro tratamentos realizados com estas misturas todos os tratamentos conseguiram chegar a organismos adultos, os dias em que terminaram estes cultivos variaram do sétimo (Tw+Tc+Nanno) ao nono (Cm+Tw+Tc e Cm+Tw+Nanno) dia de cultivo. Entre os tratamentos o maior valor médio variou de 14 (Cm+Tc+Nanno e Tw+Tc+Nanno) a 25 (Cm+Tw+Tc) ind. fêm.⁻¹ (Figura 36). Os cultivos apresentaram em seu último dia com valores que variaram de quatro (Tw+Tc+Nanno) a 10 ind. fêm.⁻¹ (Cm+Tw+Nanno) (Figura 36).

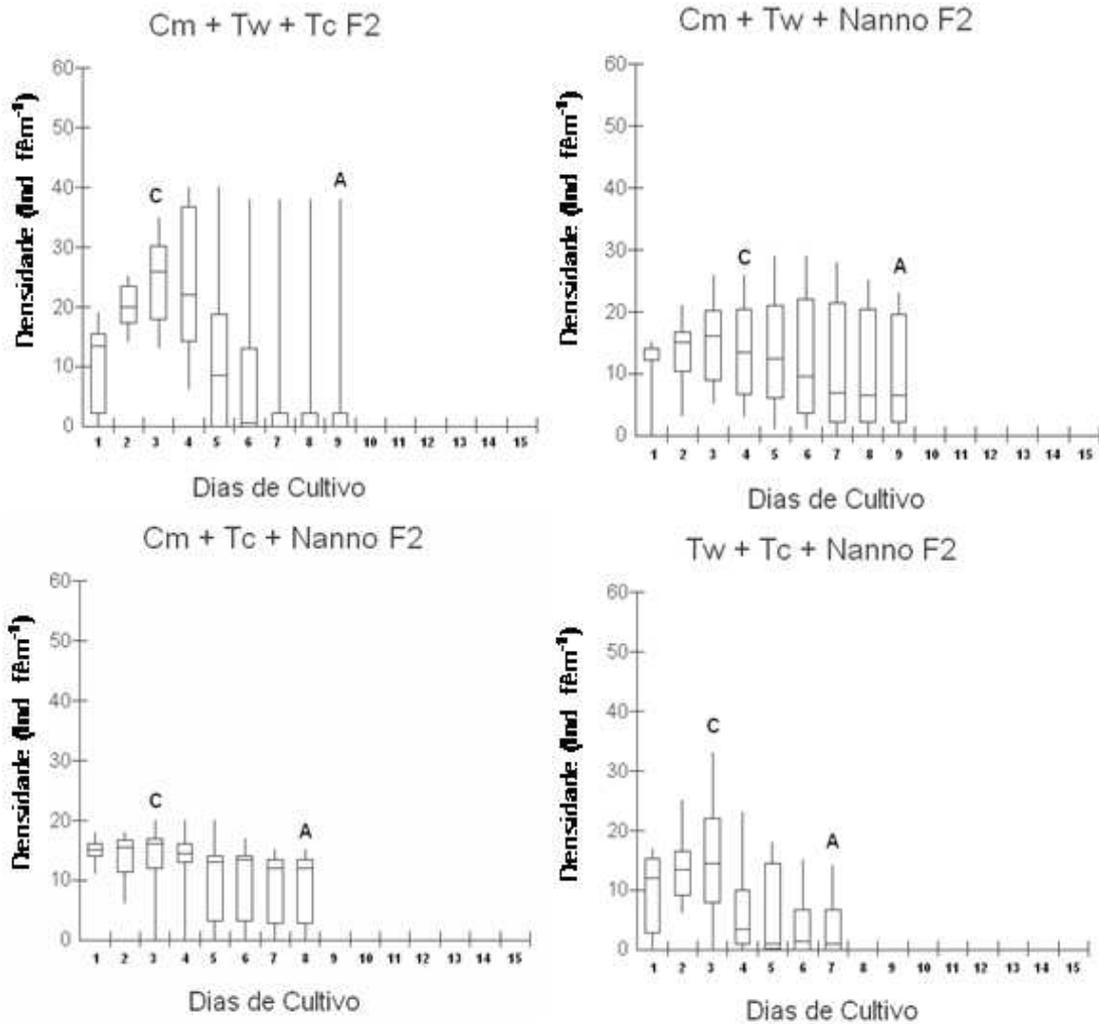


Figura 36: Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalga Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivada em meio F2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (C) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (A) ou morte total dos indivíduos (M).

6.2.5.2 ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* REALIZADO COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

6.2.5.2.1 DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

Os cultivos realizados com uma mistura de três espécies de microalgas cultivadas com meio de cultura F2 apresentaram dois padrões semelhantes. O primeiro com os melhores resultados obtido (Tw+Tc+Nanno, Cm+Tw+Nanno e Cm+Tc+Nanno). O segundo foi encontrado com o pior resultado (Tw+Tc+Nanno). Mostrando-se como sendo o pior alimento entre todos os tratamentos.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: Cm+Tw+Nanno > Tw+Tc+Nanno (figura 37).

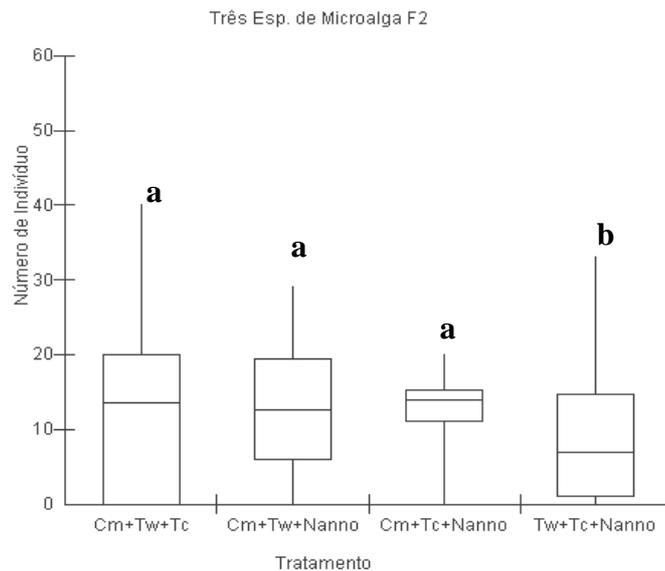


Figura 37: Número de indivíduos de todos os dias de cada cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.5.2.2 DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

Os cultivos apresentaram ao longo desta fase um único padrão muito semelhante entre todos os tratamentos.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: Cm+Tw+Tc > Tw+Tc+Nanno (figura 38).

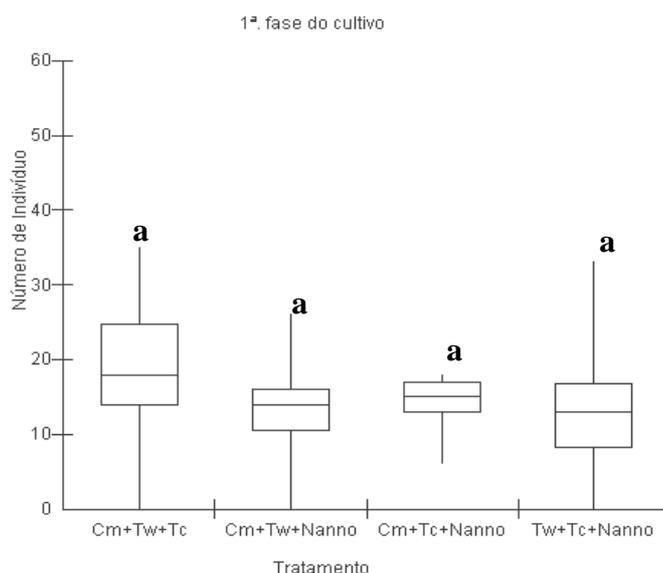


Figura 38: Número de indivíduos da primeira fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.5.2.3 DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

Os cultivos apresentaram ao longo desta fase dois padrões semelhantes. O primeiro com os melhores resultados (Cm+Tw+Nanno e Cm+Tc+Nanno). E segundo como os piores resultados (Cm+Tw+Tc e Tw+Tc+Nanno), mostrando-se como sendo os piores resultados entre todos os tratamentos.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: $\text{Cm} + \text{Tw} + \text{Nanno} > \text{Tw} + \text{Tc} + \text{Nanno}$ (figura 39).

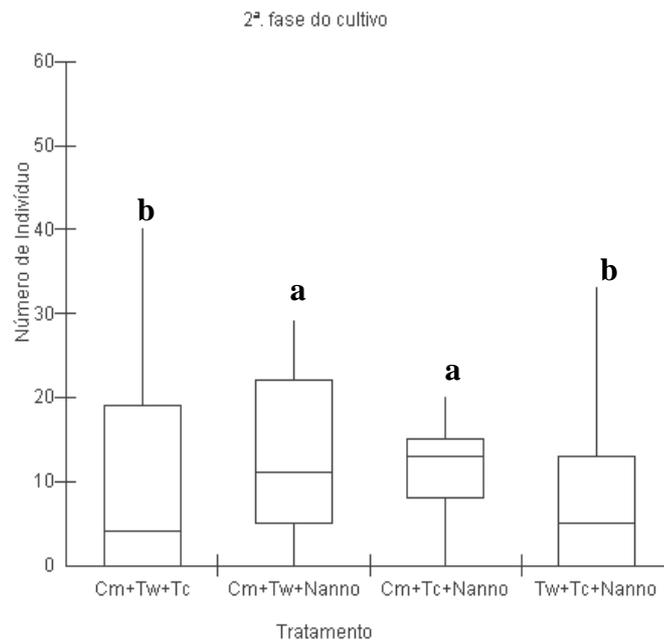


Figura 39: Número de indivíduos da segunda fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.5.2.4 SOBREVIVÊNCIA DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2

Os cultivos realizados com estes tratamentos apresentaram dois padrões semelhantes entre a sobrevivência dos organismos. O primeiro com os melhores

resultados obtido (Cm+Tw+Nanno e Cm+Tc+Nanno) sendo ótimos alimentos oferecidos para os estágios larvais de *P. acutus*. E o segundo com os piores resultados (Cm+Tw+Tc e Tw+Tc+Nanno).

Do maior valor médio encontrado ao último dia de cultivo para cada tratamento. Foi encontrada uma sobrevivência média entre os quatro tratamentos de 45,96%, o maior valor foi encontrado no tratamento Cm+Tc+Nanno com 66,42% e o menor valor foi encontrado no tratamento Cm+Tw+Tc com 23,67% (figura 40).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) não encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos (figura 40).

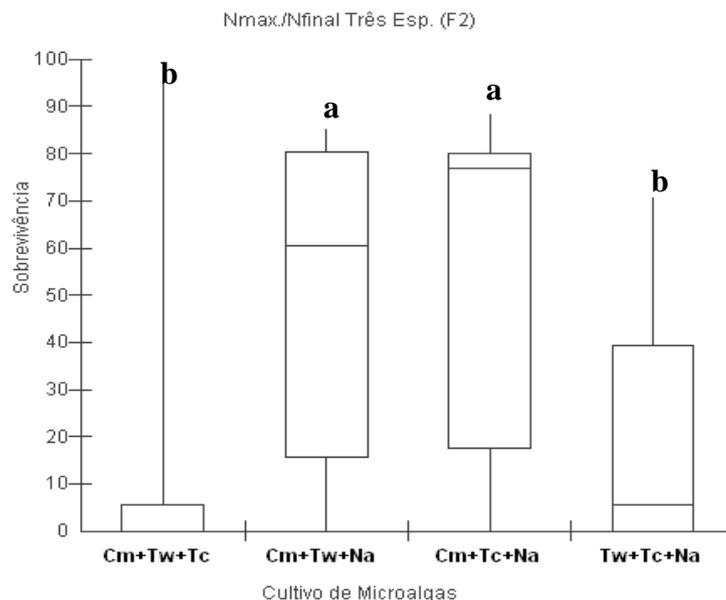


Figura 40: Taxa de sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalga Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp. chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivada em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.6 CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

6.2.6.1 DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com uma mistura de três espécies de microalgas cultivadas com meio de cultura F2/2 apresentaram um padrão que não houve diferença significativa ao longo dos quatro experimentos realizados. Três misturas se apresentaram como os melhores alimentos oferecidos aos estágios larvais de *P. acutus* foi: Cm+Tw+Tc, Cm+Tw+Nanno e Cm+Tc+Nanno. Enquanto que o cultivo realizado com Cm+Tw+Nanno apresentou-se como o pior resultado. Desta forma, o cultivo realizado com esta mistura mostrou-se insuficientes para o cultivo dos estágios larvais de *P. acutus* (Figura 41).

Inicialmente entre os cultivos o valor médio variou de 15 (Cm+Tc+Nanno) a 18 (Cm+Tc+Nanno) indivíduos por fêmea. Os dias em que os organismos realizaram mudança de estágio náupliar para o estágio de copepodito no mesmo dia de cultivo (quarto). Os organismos cultivados em os quatro tratamentos conseguiram chegar a organismos adultos, os dias em que terminaram estes cultivos foi todos eles no décimo primeiro dia de cultivo. Entre os tratamentos o maior valor médio variou de 32 (Cm+Tc+Nanno) a 37 (Cm+Tw+Tc) ind. fêm.⁻¹ (Figura 41). Os cultivos apresentaram em seu último dia valores que variaram de 8 (Cm+Tw+Nanno) a 21 (Cm+Tw+Tc e Te+Tc+Nanno) ind. fêm.⁻¹ (Figura 41).

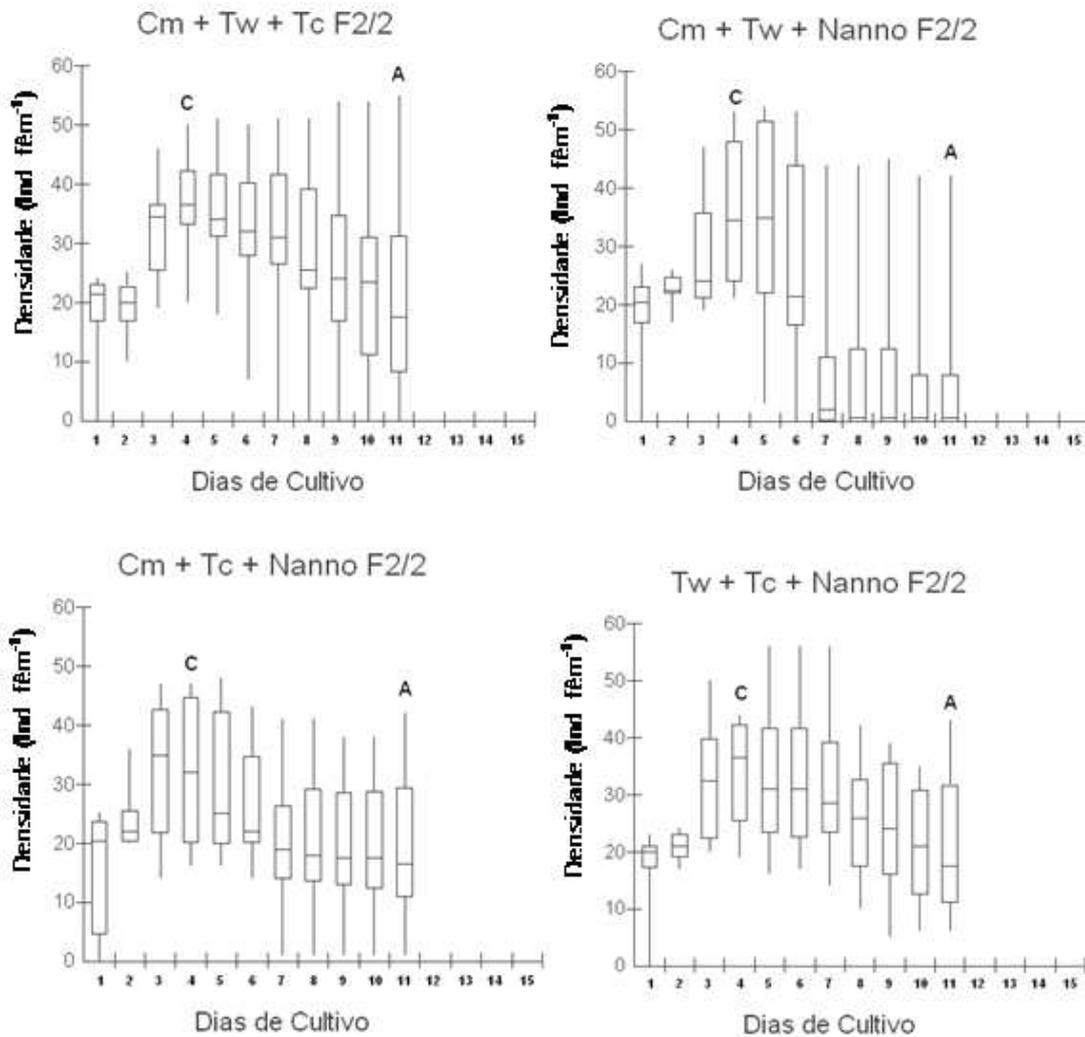


Figura 41: Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalga Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivada em meio F2/2, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (C) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (A) ou morte total dos indivíduos (M).

6.2.6.2 ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* REALIZADO COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

6.2.6.2.1 DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com uma mistura de três espécies de microalgas cultivadas com meio de cultura F2/2 apresentaram dois padrões semelhantes entre a sobrevivência dos organismos. O primeiro com os melhores resultados (Cm+Tw+Tc e Tw+Tc+Nanno) sendo ótimos alimentos oferecidos para os estágios larvais de *P. acutus*. E o segundo com os piores resultados obtido (Cm+Tw+Nanno e Cm+Tc+Nanno).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: Cm+Tw+Tc > Cm+Tw+Nanno, Cm+Tw+Nanno < Tw+Tc+Nanno (figura 42).

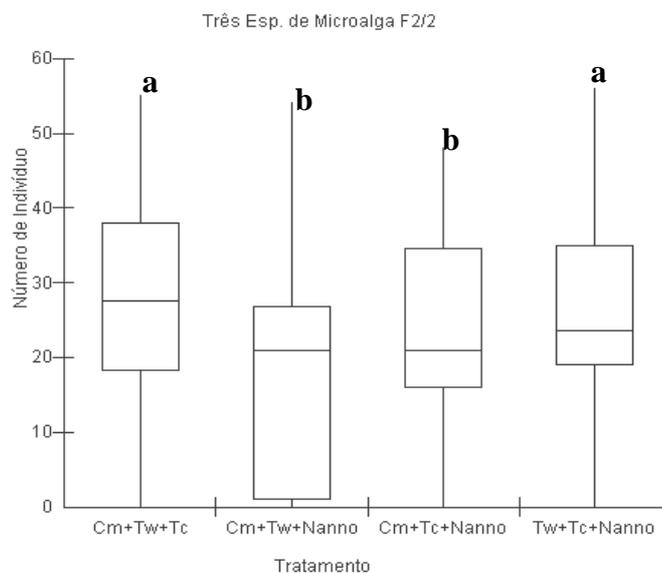


Figura 42: Número de indivíduos de todos os dias de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.6.2.2 DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos apresentaram ao longo desta fase um único padrão muito semelhante entre todos os tratamentos.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) não encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos (Figura 43).

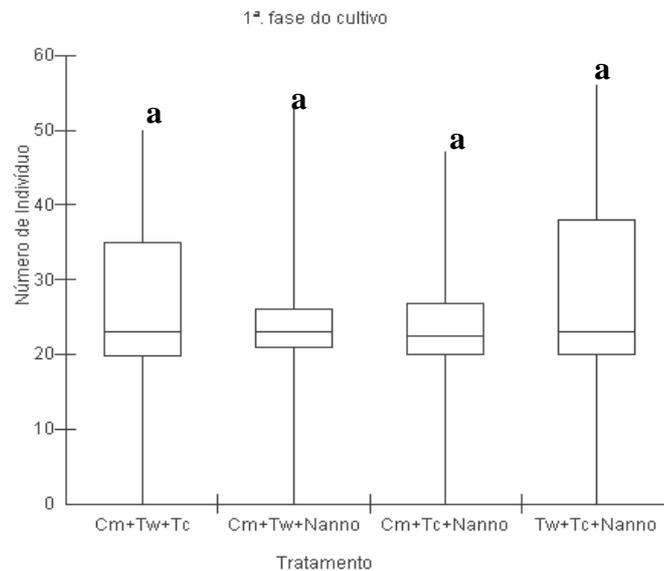


Figura 43: Número de indivíduos da primeira fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.6.2.3 DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos apresentaram ao longo desta fase três padrões semelhantes entre todos os tratamentos. O primeiro com o melhor resultado obtido (Cm+Tw+Tc). O segundo com os que obtiveram os resultados intermediários (Cm+Tc+Nanno e Tw+Tc+Nanno), e o terceiro com o pior resultado (Cm+Tw+Nanno).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos: $\text{Cm+Tw+Tc} > \text{Cm+Tw+Nanno}$, $\text{Cm+Tw+Tc} > \text{Tw+Tc+Nanno}$, $\text{Cm+Tw+Nanno} < \text{Tw+Tc+Nanno}$ (figura 44).

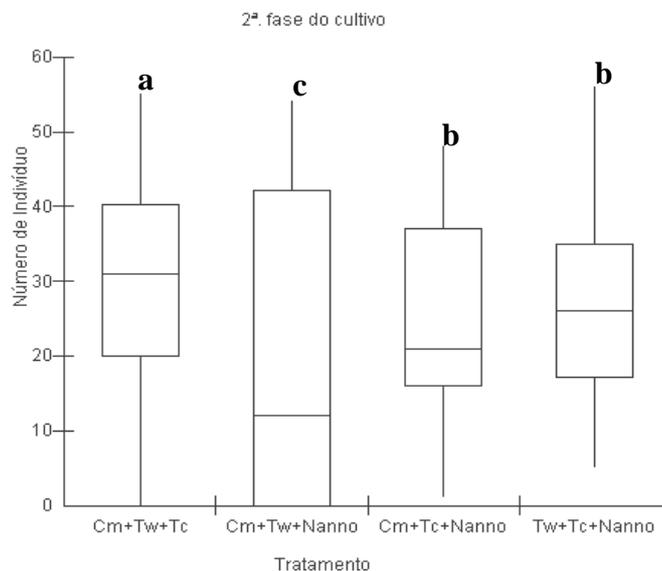


Figura 44: Número de indivíduos da segunda fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalgas Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp. chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivadas em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.6.2.4 SOBREVIVÊNCIA DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE TRÊS ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2)

Os cultivos realizados com esta fase apresentaram três padrões semelhantes entre a sobrevivência dos organismos. O primeiro foi obtido com o melhor resultado (Cm+Tc+Nanno) sendo ótimos alimentos oferecidos para os estágios larvais de *P. acutus*. O segundo com os valores intermediários (Cm+Tw+Tc e Tw+Tc+Nanno), o

terceiro com o piore resultados obtido (Cm+Tw+Nanno).

As sobrevivências que vão do maior valor médio encontrado ao último dia de cultivo para cada tratamento. Apresentou um valor médio de 51,15%, o maior valor médio foi encontrado no tratamento Tw+Tc+Nanno com 62,13% e o menor valor médio foi encontrado no tratamento Cm+Tw+Nanno com 24,44% (figura 45).

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,008$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os tratamentos (Figura 45).

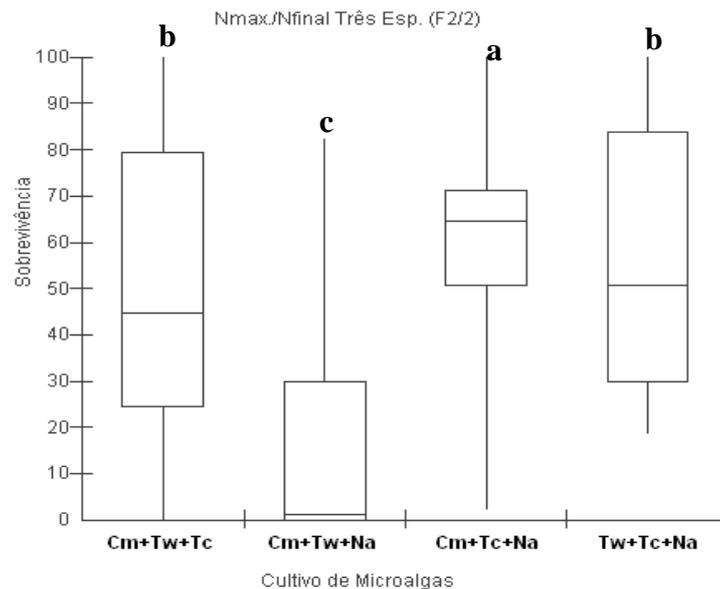


Figura 45: Taxa de sobrevivência dos indivíduos cultivados de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de três espécies de microalga Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.chloropsis sp.*), Cm (*Chaetoceros muelleri*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno. (*Nannochloropsis sp.*) e Tw (*Thalassiosira weissflogii*) + Tc (*Tetraselmis chuii*) + Nanno (*Nannochloropsis sp.*) cultivada em meio F2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.7 CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO

6.2.7.1 DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO

Os cultivos realizados com uma mistura de quatro espécies de microalgas cultivadas com meio de cultura F2 apresentaram dois padrões diferentes ao longo do experimento com uma mistura de Quatro espécies e Sem alimento. Sendo que o cultivo realizado com a mistura de Quatro espécies de microalgas apresentou-se melhor que os cultivos realizados Sem alimento. O que pode ser evidenciando logo abaixo, com a representação individual de cada cultivo.

O cultivo realizado com Cm + Tc + Tw + Nanno apresentou inicialmente um valor médio de 12 ind. fêm.⁻¹. Os organismos apresentaram uma transição de estágio de náuplio para o estágio de copepodito no quarto dia. O maior valor médio encontrado foi de 20 indivíduos no terceiro ind. fêm.⁻¹ cultivo finalizou com uma média de 3 ind. fêm.⁻¹ no décimo primeiro dia (Figura 46).

O cultivo realizado sem alimento apresentou inicialmente um valor médio de 11 ind. fêm.⁻¹. Os organismos não apresentaram uma transição de estágio de náuplio para o estágio de copepodito, os organismos morreram antes. O maior valor médio encontrado foi de 11 ind. fêm.⁻¹ no primeiro dia. Este cultivo finalizou com a morte de todos os organismos no sétimo dia (Figura 46).

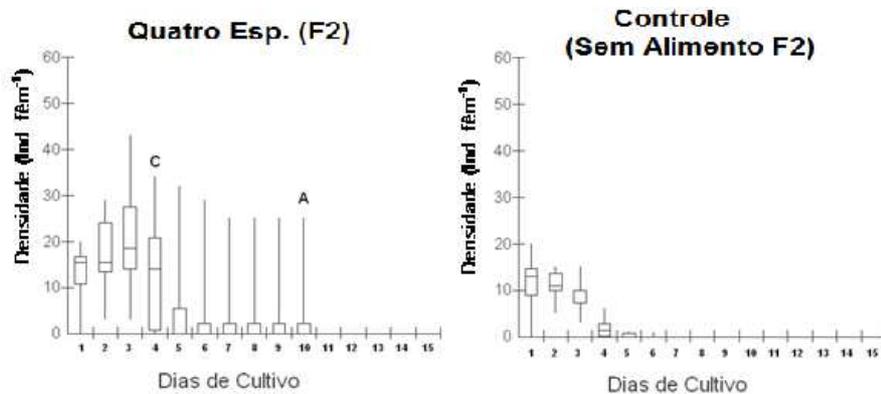


Figura 46: Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de Quatro espécies de microalga Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weissflogii* + *Tetraselmis chunii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento, evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (C) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (A) ou morte total dos indivíduos (M).

6.2.7.2 ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* REALIZADO COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO

6.2.7.2.1 DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO

Os cultivos realizados com uma mistura de quatro espécies de microalgas cultivadas com meio de cultura F2 apresentaram ao longo desta fase um único padrão muito semelhante entre todos os tratamentos.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,002$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a

correção Bonferroni) não encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos (figura 47).

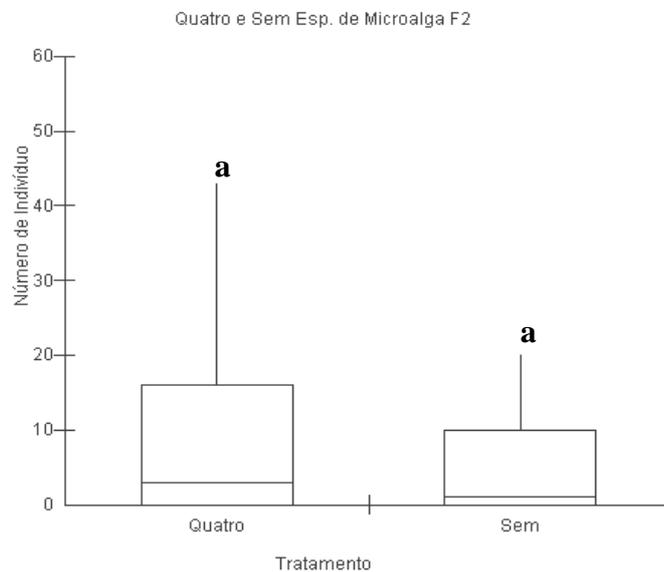


Figura 47: Número de indivíduos de todos os dias de cada cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weissflogii* + *Tetraselmis chuii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.7.2.2 DADOS DA 1ª. FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO

Os cultivos apresentaram ao longo desta fase um único padrão muito semelhante entre todos os tratamentos.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,002$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) não encontraram diferenças significativas entre os tratamentos (figura 48).

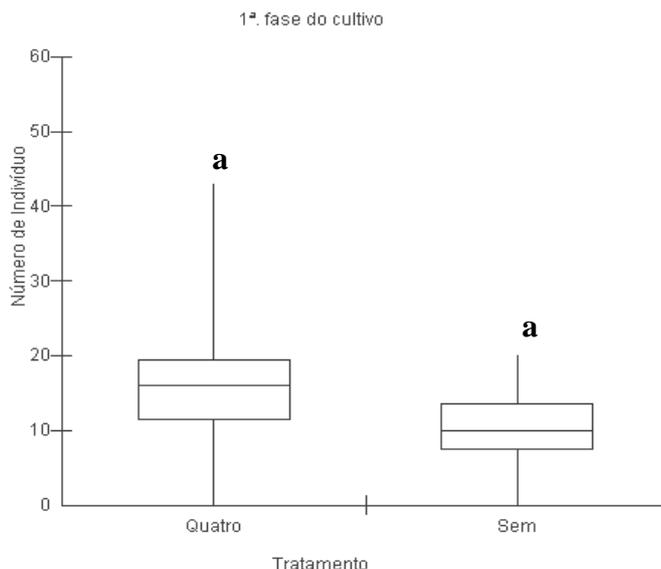


Figura 48: Número de indivíduos da primeira fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weissflogii* + *Tetraselmis chuii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.7.2.3 DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO

Os cultivos apresentaram ao longo desta fase um padrão semelhante entre os dois os tratamentos, onde o melhor tratamento foi encontrado com a mistura das quatro espécies de microalgas.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,002$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) não encontraram diferenças significativas entre os tratamentos (figura 49).

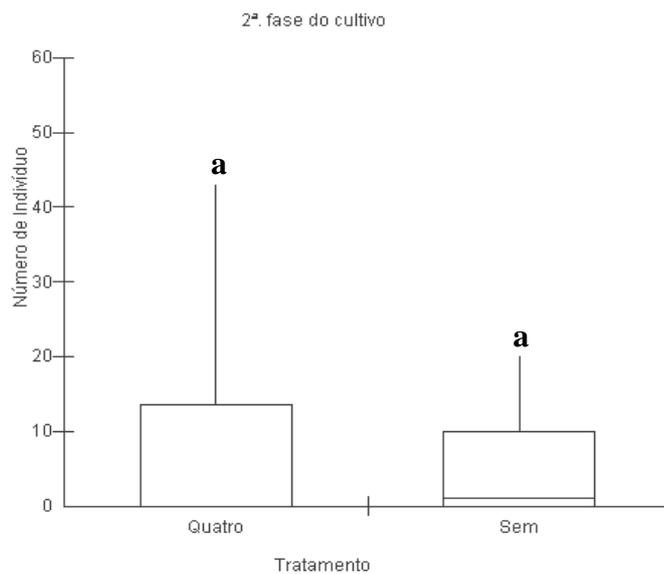


Figura 49: Número de indivíduos da segunda fase dos cultivos realizados com *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weissflogii* + *Tetraselmis chunii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis* sp) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.7.2.4 SOBREVIVÊNCIA DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 E SEM ALIMENTO

Os cultivos apresentaram uma taxa de sobrevivência totalmente diferente entre os dois tratamentos, onde o melhor tratamento foi encontrado com a mistura das quatro espécies de microalgas, e o cultivo sem alimento apresentou uma mortalidade total dos organismos.

Considerando-se todos os tratamentos (Quatro espécies e sem alimento), foi encontrada uma taxa de sobrevivência média de 9,2%. A maior sobrevivência, no final do experimento, foi encontrada no tratamento com quatro espécies, com 18,41% e o menor valor foi encontrado no tratamento sem alimento, onde os organismos não conseguiram chegar a fase adulta. Não foi possível realizar os testes estatísticos, por falta de dados suficientes para a realização de todos os testes.

Não foi possível verificar a taxa de sobrevivência devido à mortalidade total para os dois cultivos, onde os organismos não conseguiram chegar à fase adulta. Não foi possível realizar os testes estatísticos, por falta de dados suficientes para a realização de todos os testes.

6.2.8 CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO

6.2.8.1 DESCRIÇÃO DOS CULTIVOS DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO

Os cultivos apresentaram os mesmos padrões encontrados pelo cultivo realizado com meio de cultura F2, que foram diferentes ao longo do experimento entre os tratamentos realizados com uma mistura de Quatro espécies e Sem alimento. Sendo que o cultivo realizado com a mistura de Quatro espécies de microalgas apresentou-se melhor que os cultivos realizados Sem alimento. O que pode ser evidenciando logo abaixo, com a representação individual de cada cultivo.

O cultivo realizado com *Cm + Tw + Tc + Nanno* apresentou inicialmente um valor médio de 13 ind. fêm.⁻¹. Os organismos apresentaram uma transição de estágio de náuplio para o estágio de copepodito no quarto dia. O maior valor médio encontrado foi de 30 ind. fêm.⁻¹ no quarto dia. Este cultivo finalizou com a total dos indivíduos no décimo segundo dia (Figura 50).

O cultivo realizado com *Cm + Tw + Nanno* apresentou inicialmente um valor médio de 13 ind. fêm.⁻¹. Os organismos não apresentaram uma transição de estágio de náuplio para o estágio de copepodito, os organismos morreram antes. O maior valor médio encontrado foi de 15 ind. fêm.⁻¹ no segundo dia. Este cultivo finalizou com a morte de todos os organismos no sétimo dia (Figura 50).

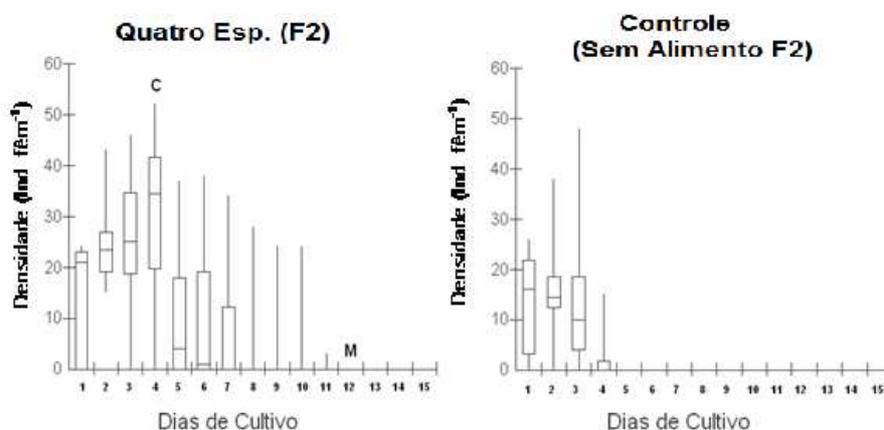


Figura 50: Densidade diária de cada cultivo de *Pseudodiaptomus acutus*, alimentados com uma mistura de Quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weissflogii* + *Tetraselmis chuii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis* sp.) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. Evidenciando os dias em que os indivíduos realizaram mudança de estágio larval de náuplio para copepodito (C) e o dia em que terminou cada cultivo, com a chegada ao estágio de adulto (A) ou morte total dos indivíduos (M).

6.2.8.2 ANÁLISE ESTATÍSTICA DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* REALIZADO COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO

6.2.8.2.1 DADOS DAS FASES 1ª E 2ª DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO

Os cultivos apresentaram ao longo desta fase dois padrões semelhantes entre todos os tratamentos. O primeiro com o melhor tratamento encontrado com a mistura das quatro espécies de microalgas. E o segundo com o pior resultado no caso o controle cultivado sem alimento.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,002$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a

correção Bonferroni) não encontraram diferenças significativas entre os mesmos tratamentos (Figura 51).

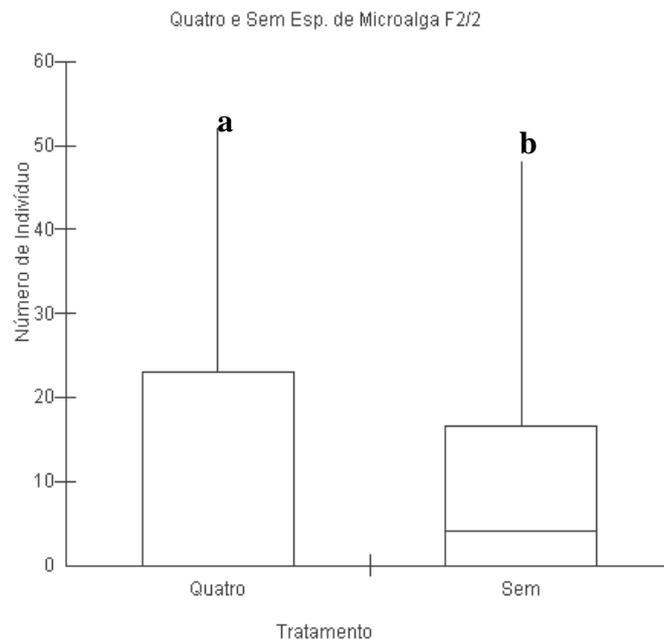


Figura 51: Número de indivíduos de todos os dias de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weissflogii* + *Tetraselmis chunii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.8.2.2 DADOS DA 1ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO

Os cultivos apresentaram ao longo desta fase dois padrões semelhantes entre todos os tratamentos. O primeiro com o melhor tratamento encontrado com a mistura das quatro espécies de microalgas. E o segundo com o pior resultado no caso o controle cultivado sem alimento.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,002$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a

correção Bonferroni) encontraram diferenças significativas entre os tratamentos: Quatro espécies e sem alimento (figura 52).

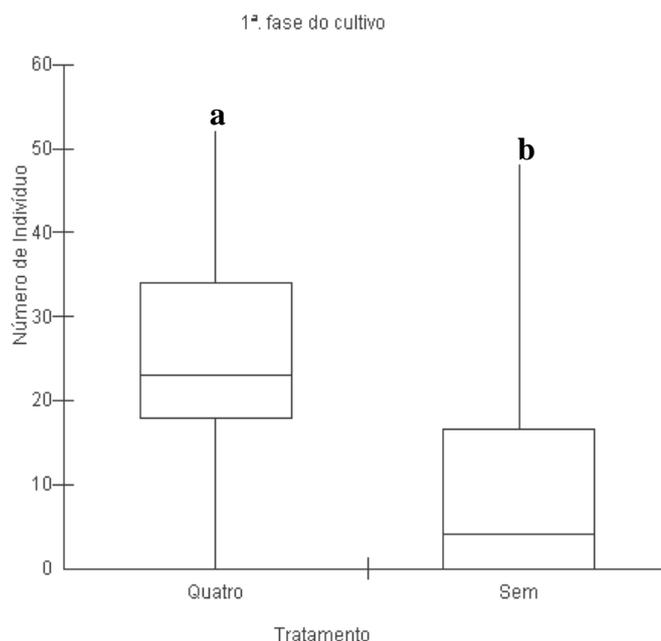


Figura 52: Número de indivíduos da primeira fase de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weissflogii*^a + *Tetraselmis chyii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.8.2.3 DADOS DA 2ª FASE DO CULTIVO DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO

Os cultivos apresentaram ao longo desta fase dois padrões semelhantes entre todos os tratamentos. O primeiro com o melhor tratamento encontrado com o controle cultivado sem alimento.. E o segundo com a mistura das quatro espécies de microalgas.

O teste Kruskal-Wallis e teste Mann-Whitney ($p < 0,0083$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado para a correção Bonferroni) não encontraram diferenças significativas entre os tratamentos

(Figura 53).

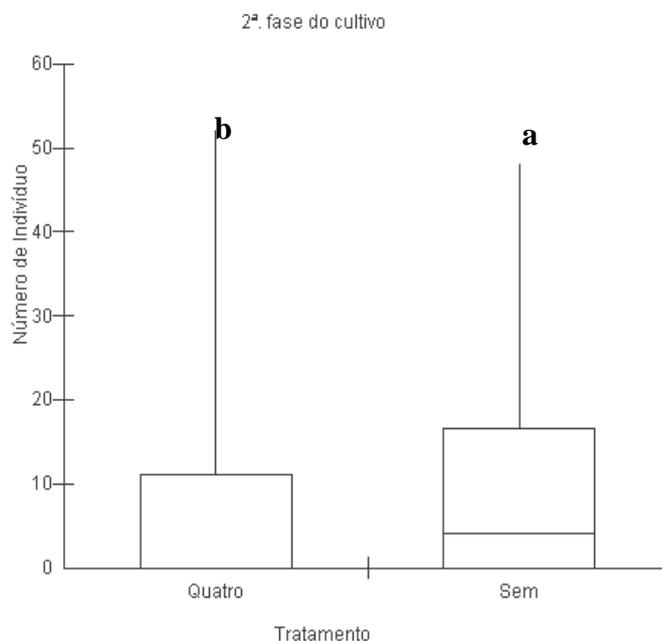


Figura 53: Número de indivíduos da segunda fase de todos os cultivos de *P. acutus*, alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno (*Thalassiosira weissflogii* + *Tetraselmis chuii* + *Chaetoceros muelleri* + *Nannochloropsis sp*) cultivadas em meio F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.8.2.4 SOBREVIVÊNCIA DE *P. ACUTUS* ALIMENTADOS COM A MISTURA DE QUATRO ESPÉCIES DE MICROALGAS CULTIVADAS EM MEIO F2 DILUÍDO (F2/2) E SEM ALIMENTO

Não foi possível verificar a taxa de sobrevivência devido à mortalidade total para os dois cultivos, onde os organismos não conseguiram chegar à fase adulta. Não foi possível realizar os testes estatísticos, por falta de dados suficientes para a realização de todos os testes.

6.2.9 ANÁLISE ESTATÍSTICA E COMPARAÇÃO DE TODOS OS CULTIVOS REALIZADOS COM *P. ACUTUS*

Para verificar se existem diferenças significativas entre todos os tratamentos, utilizou-se o teste Mann-Whitney ($p < 0,0001$; $p_{\text{crítico}}$ utilizado após a correção Bonferroni) entre todos os resultados das duas fases (1 e 2), individualmente entre todos os valores da fase 1 com exceção dos valores que misturavam quatro espécies de microalgas e o controle (sem alimento), por falta de dados suficientes para realizar todos os testes. Entre todos os valores da fase 2 com exceção dos valores que misturavam quatro espécies de microalgas e o controle (sem alimento), por falta de dados suficientes para realizar todos os testes. Todos os valores da sobrevivência com exceção dos tratamentos que possuíam valores necessários para realização dos testes.

Para os dados das fases 1 e 2, os cultivos apresentaram ao longo de todos os tratamentos três padrões básico com os dados semelhante, que não apresentaram diferença significativa entre eles. Os melhores resultados foram encontrados com os padrões “a” e “b”. Enquanto que o pior resultado foi encontrado com o padrão “c” (Figura 54).

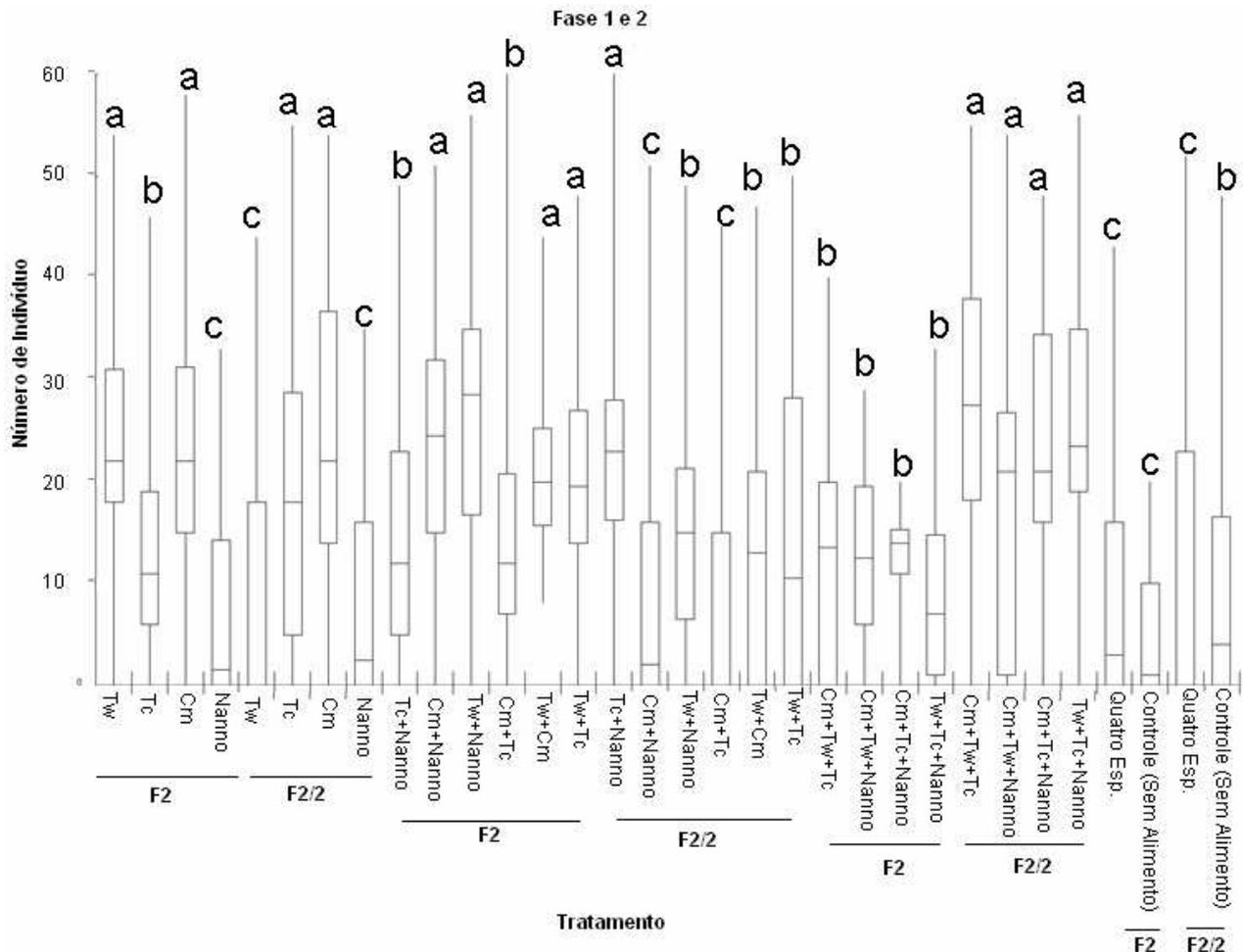


Figura 54: Número de indivíduos das fases 1 e 2 de todos os cultivos de *P. acutus*, Tw (*Thalassiosira weissflogii*), Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*), Nanno (*Nannochloropsis* sp.), com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc+Nanno, Cm+Nanno, Tw+Nanno, Cm+Tc, Tw+Tc, com uma mistura de três espécies de microalgas Cm+Tw+Tc, Cm+Tw+Nanno, Cm+Tc+Nanno, Tw+Tc+Nanno, Quatro Esp. e Controle (Sem Alimento) alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno. Cultivadas em meio F2, F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

Para os dados da primeira fase, os cultivos apresentaram dois padrões básicos que não apresentaram diferença significativa entre eles. O padrão que apresentou o melhor resultado foi encontrado com o padrão “a”. Enquanto que o pior resultado foi

encontrado com o padrão “b” (Figura 55).

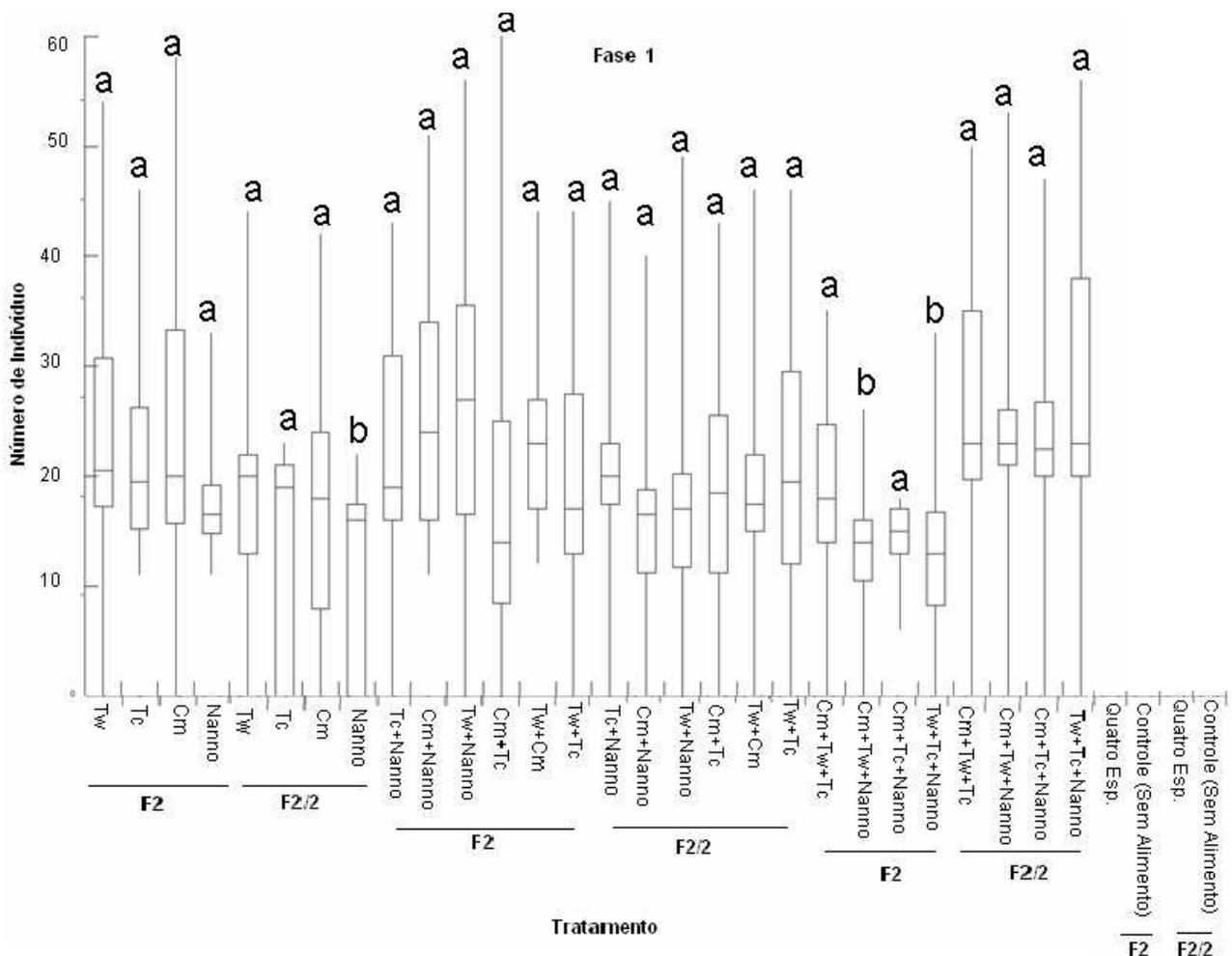


Figura 55: Número de indivíduos da fase 1 de todos os cultivos de *P. acutus*, Tw (*Thalassiosira weissflogii*), Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*), Nanno (*Nannochloropsis* sp.), com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc+Nanno, Cm+Nanno, Tw+Nanno, Cm+Tc, Tw+Tc, com uma mistura de três espécies de microalgas Cm+Tw+Tc, Cm+Tw+Nanno, Cm+Tc+Nanno, Tw+Tc+Nanno,. Cultivadas em meio F2, F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

Para os dados da segunda fase, os cultivos apresentaram três padrões básico que não apresentaram diferença significativa entre eles. Os padrões que apresentaram os melhores resultados foram encontrados com os padrões “a” e “b”. Enquanto que o pior resultado foi encontrado com o padrão “c” (Figura 56).

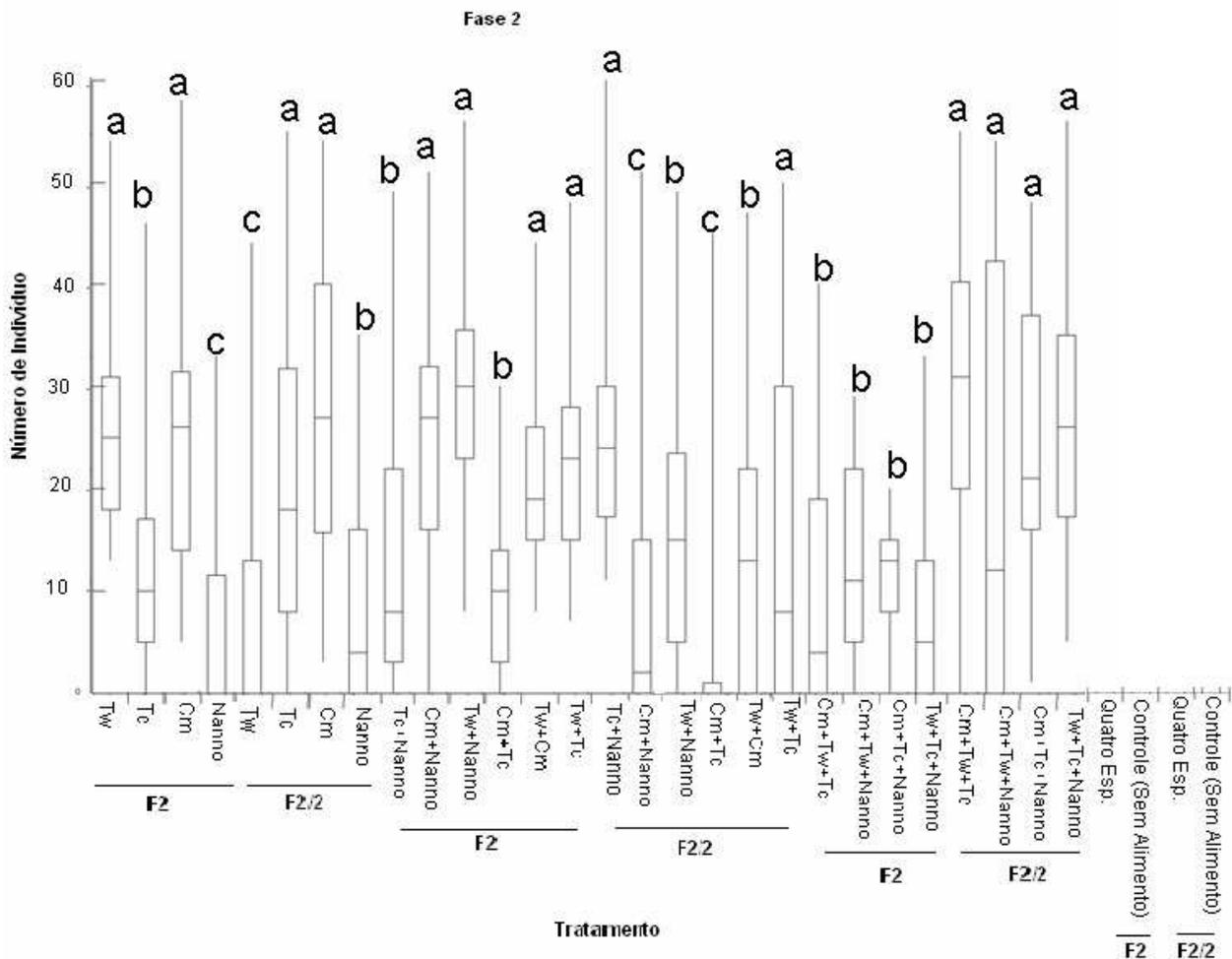


Figura 56: Número de indivíduos da fase 2 de todos os cultivos de *P. acutus*, Tw (*Thalassiosira weissflogii*), Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*), Nanno (*Nannochloropsis* sp.), com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc+Nanno, Cm+Nanno, Tw+Nanno, Cm+Tc, Tw+Cm, Tw+Tc, com uma mistura de três espécies de microalgas Cm+Tw+Tc, Cm+Tw+Nanno, Cm+Tc+Nanno, Tw+Tc+Nanno, Cultivadas em meio F2, F2/2. As letras iguais mostraram similaridade estatística, com os testes posteriores.

Para os dados da sobrevivência, os cultivos apresentaram dois padrões básicos que não apresentaram diferença significativa entre eles. O padrão que apresentou o melhor resultado foi encontrado com o padrão "a". Enquanto que o pior resultado foi encontrado com o padrão "b" (Figura 57). Dentro destes testes, não foi encontrado nenhuma predominância de cultivos com meio F2 ou F2 diluído, nem para a densidade,

nem para sobrevivência. Assim sendo, não foi possível detectar nenhuma diferença consistente entre estes dois meios de cultivo.

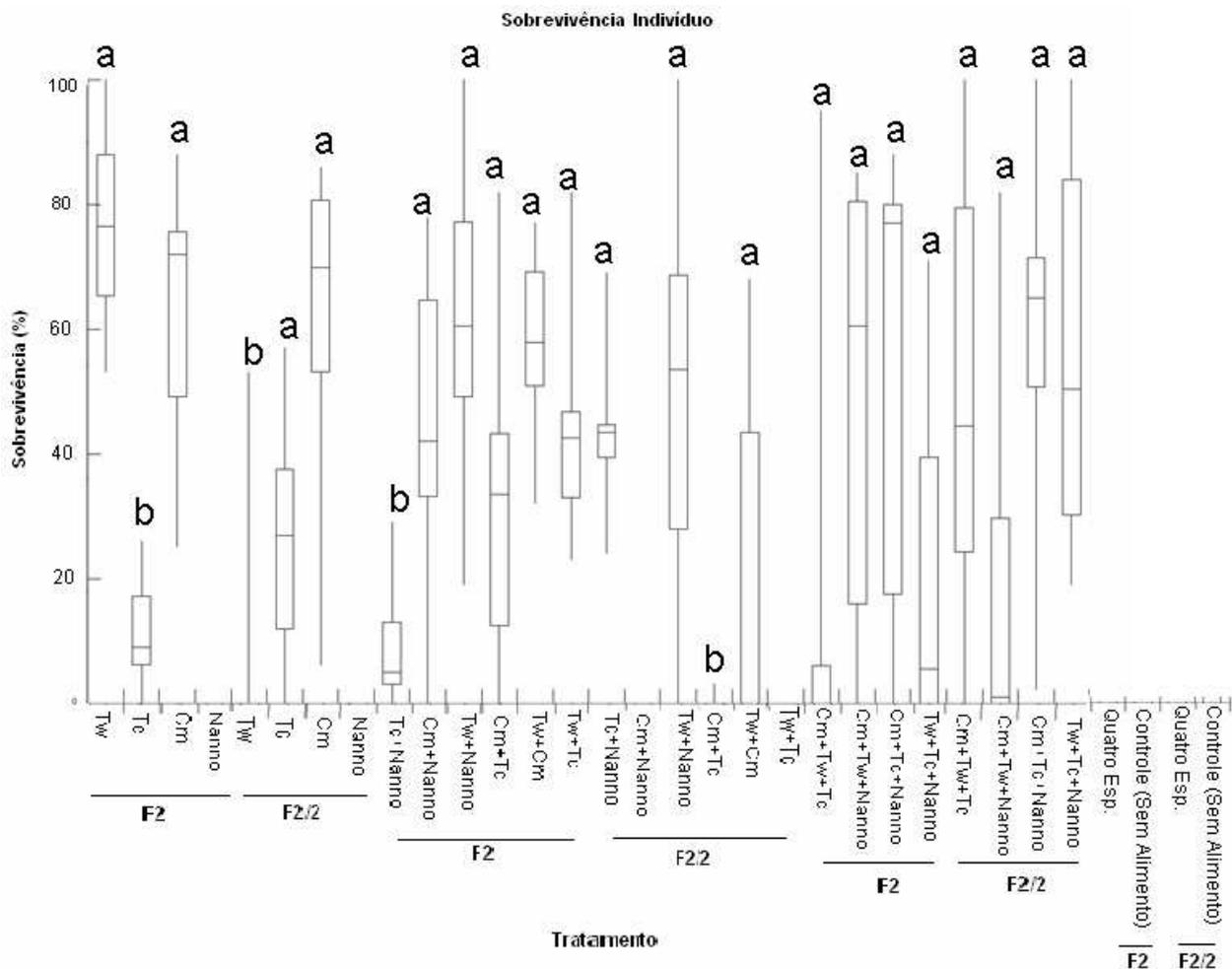


Figura 57: Comparação da sobrevivência de *P. acutus*, Tw (*Thalassiosira weissflogii*), Tc (*Tetraselmis chuii*), Cm (*Chaetoceros muelleri*), Nanno (*Nannochloropsis* sp.), com uma mistura de duas espécies de microalgas Tc+Nanno, Cm+Nanno, Tw+Nanno, Cm+Tc, Tw+Cm, Tw+Tc, com uma mistura de três espécies de microalgas Cm+Tw+Tc, Cm+Tw+Nanno, Cm+Tc+Nanno, Tw+Tc+Nanno, Quatro Esp. e Controle (Sem Alimento) alimentados com uma mistura de quatro espécies de microalgas Tw + Tc + Cm + Nanno. Cultivadas em meio F2, F2/2 e Sem alimento. As letras iguais mostraram similaridade estatística com os testes utilizados.

6.2.10 COMPARAÇÃO ENTRE OS DOIS MEIO DE CULTIVO (F2 E F2/2) REALIZADOS COM *P. ACUTUS*

Para os dados das fases 1 e 2, utilizando-se todos os dados gerados para cada meio de cultivo realizados com F2 e F2/2, o cultivo que apresentou os melhores resultados foi o realizado com a mistura de três espécies de microalgas cultivadas com meio F2/2, mostrando-se até mais eficiente que o cultivo com F2 e com diferença significativa (teste Mann-Whitney) entre os dois tratamentos. O cultivo o pior resultado foi realizado sem alimento no cultivo controle, seguido pelo cultivo com a mistura de quatro espécies de microalgas F2/2. O controle mostrou-se inferior ao cultivo com a mistura de quatro espécies F2/2, porem sem diferença significativa com o teste Mann-Whitney (Figura 58).

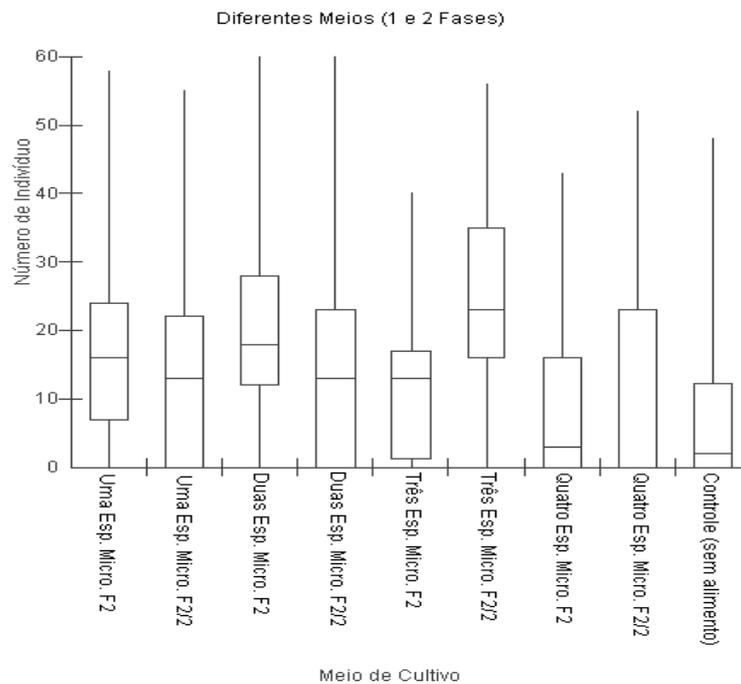


Figura 58: Comparação da densidade de indivíduos de *Pseudodiaptomus acutus* durante as fases 1 e 2 (do primeiro ao final do experimento), usando os dois meios de cultivo F2 e F2 diluído 50:50 com água do mar (F2/2). Durante os cultivos, *P. acutus* foi alimentado com uma espécie de microalga (Uma Esp. Micro F2 e Uma Esp. Micro F2/2), mistura de duas (Duas Esp. Micro F2 e Duas Esp. Micro F2/2), três (Três Esp. Micro F2 e Três Esp. Micro F2/2), quatro esp. de microalgas (Quatro Esp. Micro F2 e Quatro Esp. Micro F2) e Controle (Sem Alimento).

Para os dados das fases 1, utilizando-se os dados gerados para cada meio de cultivo realizados com F2 e F2/2, o cultivo que apresentou os melhores resultados foi o realizado com a mistura de três espécies de microalgas cultivadas com meio F2/2, mostrando-se até mais eficiente que o cultivo com F2 e com diferença significativa com o teste Mann-Whitney entre os dois tratamentos. O pior cultivo foi realizado com a mistura de quatro espécies de microalgas F2/2, e este mostrou inferior ao cultivo com a mistura de quatro espécies F2 e com diferença significativa com o teste Mann-Whitney entre os dois tratamentos (Figura 59).

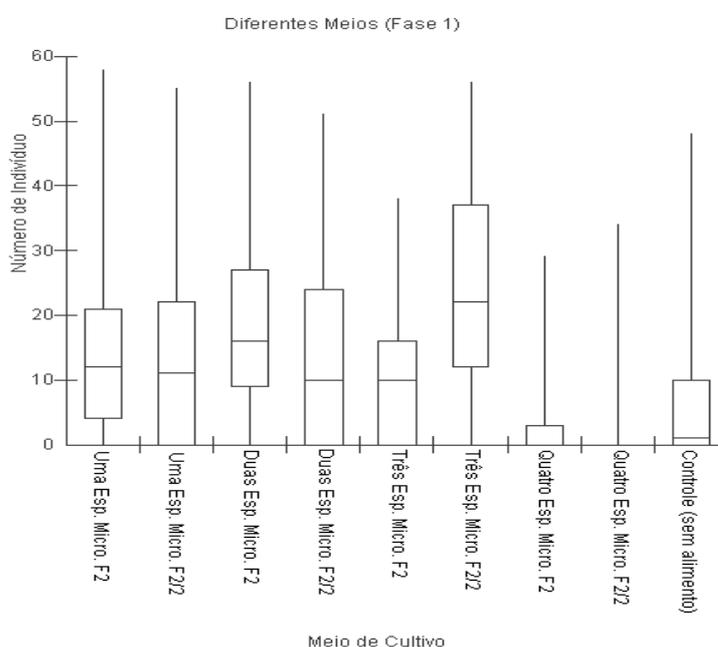


Figura 59: Comparação da densidade de indivíduos de *Pseudodiaptomus acutus* durante a fase 1 (do valor máximo até o fim do experimento), usando os dois meios de cultivo F2 e F2 diluído 50:50 com água do mar (F2/2). Durante os cultivos, *P. acutus* foi alimentado com uma espécie de microalga (Uma Esp. Micro F2 e Uma Esp. Micro F2/2), mistura de duas (Duas Esp. Micro F2 e Duas Esp. Micro F2/2), três (Três Esp. Micro F2 e Três Esp. Micro F2/2), quatro esp. de microalgas (Quatro Esp. Micro F2 e Quatro Esp. Micro F2) e Controle (Sem Alimento).

Para os dados das fases 2, com a mistura de todos os dados encontrados para cada meio de cultivos realizados com F2 e F2/2. O cultivo que apresentou os melhores resultados foi o realizado com a mistura de três espécies de microalgas cultivadas com meio F2/2, mostrando-se até mais eficiente que o cultivo com F2 e com diferença significativa com o teste Mann-Whitney entre os dois tratamentos. Assim como na fase 1, o pior cultivo também foi realizado com a mistura de quatro espécies de microalgas F2/2, e este mostrou inferior ao cultivo com a mistura de quatro espécies F2/2 e com diferença significativa com o teste Mann-Whitney entre os dois tratamentos (Figura 60).

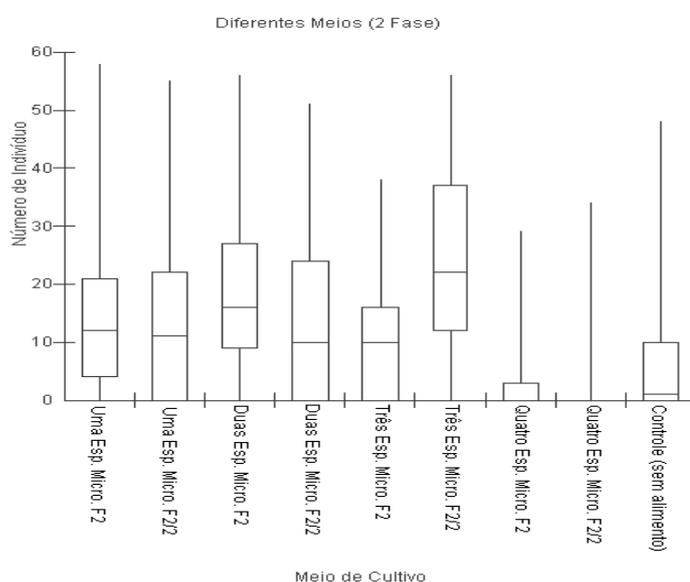


Figura 60: Comparação da densidade de indivíduos de *Pseudodiaptomus acutus* durante a fase 2 (do valor máximo até o fim do experimento), usando os dois meios de cultivo F2 e F2 diluído 50:50 com água do mar (F2/2). Durante os cultivos, *P. acutus* foi alimentado com uma espécie de microalga (Uma Esp. Micro F2 e Uma Esp. Micro F2/2), mistura de duas (Duas Esp. Micro F2 e Duas Esp. Micro F2/2), três (Três Esp. Micro F2 e Três Esp. Micro F2/2), quatro esp. de microalgas (Quatro Esp. Micro F2 e Quatro Esp. Micro F2) e Controle (Sem Alimento).

Para os dados das fases 2, com a mistura de todos os dados encontrados para cada meio de cultivos realizados com F2 e F2/2. O cultivo que apresentou os melhores resultados foi o realizado com a mistura de três espécies de microalgas cultivadas com meio F2/2, mostrando-se até mais eficiente que o cultivo com F2 e com diferença

significativa com o teste Mann-Whitney entre os dois tratamentos. Assim como na fase 1 e 2, o pior cultivo também foi realizado com a mistura de quatro espécies de microalgas F2/2, onde os organismos de todos os cultivos morreram, e este mostrou inferior ao cultivo com a mistura de quatro espécies F2/2 e com diferença significativa com o teste Mann-Whitney entre os dois tratamentos (Figura 61).

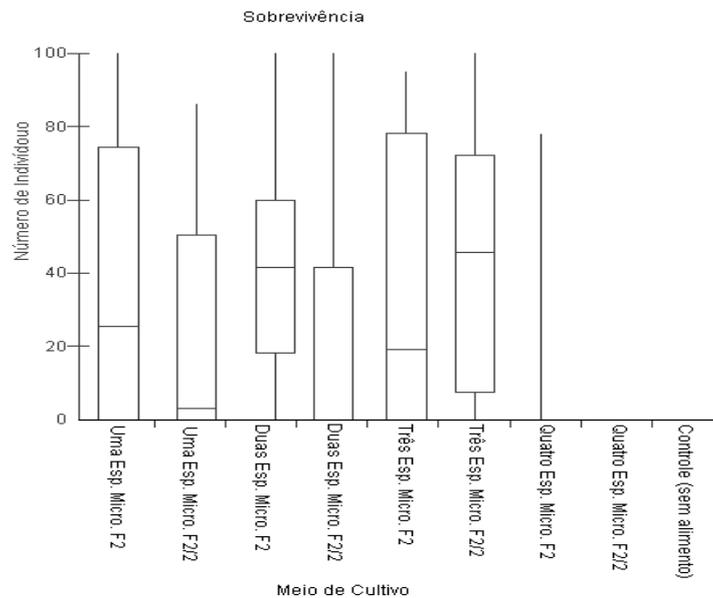


Figura 61: Comparação da sobrevivência (no. de indivíduos no final experimento) do valor máximo até o fim do experimento, usando os dois meios de cultivo F2 e F2 diluído 50:50 com água do mar (F2/2). Durante os cultivos, *P. acutus* foi alimentado com uma espécie de microalga (Uma Esp. Micro F2 e Uma Esp. Micro F2/2), mistura de duas (Duas Esp. Micro F2 e Duas Esp. Micro F2/2), três (Três Esp. Micro F2 e Três Esp. Micro F2/2), quatro esp. de microalgas (Quatro Esp. Micro F2 e Quatro Esp. Micro F2) e Controle (Sem Alimento).

7. Discussão

Os cultivos realizados com *Pseudodiaptomus acutus*, utilizando como único alimento diversas espécies e misturas de microalgas apresentaram contribuições relevantes para o conhecimento da viabilidade desta espécie em cativeiro. Além disto, alguns destes resultados obtidos em cativeiro podem ser considerados semelhantes e/ou extrapolados para o ambiente (ALONZO *et al.*, 2000a).

7.1 INFLUÊNCIA DA CONCENTRAÇÃO DE MICROALGA NO DESENVOLVIMENTO DE *P. ACUTUS*

Vários estudos mostraram o efeito da concentração do alimento sobre a mortalidade de Copepoda (DAVIS & ALATALO, 1992; DZIERZBICKA-GŁOWACKA, 2004), indicando uma concentração crítica, (C_{crit}), abaixo da qual aumenta a mortalidade e diminui a taxa de crescimento dos organismos. Em concentrações extremamente altas, também pode ocorrer um efeito negativo sobre a qualidade da água como, por exemplo, as elevadas concentrações de amônia que tornam a água do cultivo extremamente tóxica (PEREIRA & MERCANTE, 2005; ARZUL *et al.*, 1998) ou baixas concentrações de oxigênio dissolvidos na água, aumentam a mortalidade dos organismos cultivados. Desta forma, existe um relacionamento ambíguo, em que elevadas e baixas concentrações podem prejudicar o cultivo dos Copepoda (McEVOY *et al.*, 1995). Visualizado também por Breteler *et al* (2004), com Copepoda onívoros alimentados não apenas com microalgas. Este fato foi evidenciado nos cultivos realizados em misturas com morte de todos os organismos, ou apresentando baixas densidades em ambos os meios.

Os únicos cultivos que não foram bem sucedidos (com 100% de mortalidade) foram os realizados com *Nannochloropsis* sp. e sem alimento, podendo estar relacionado estes dois tratamentos com a falta de um alimento de boa qualidade, e/ou quantidade necessários no desenvolvimento de *P. acutus*. Nos cultivos com *Nannochloropsis* sp., a oferta de alimento provavelmente foi insuficiente, seja 1) possivelmente devido quantidade baixa de alimento disponível, 2) ao pequeno tamanho

das células (2-5 micrômetros) desta espécie, ou 3) devido à insuficiência bioquímica (por exemplo, deficiência em ácidos graxos essenciais) (ALMEIDA, 2006). Esta insuficiência também explicaria, porque as misturas que incluíram esta espécie, geralmente obtiveram bons resultados, o que não seria o caso, se *Nannochloropsis* sp. apresentasse algum componente tóxico. Outros trabalhos desenvolvidos por Mullin (1963) e Conover (1966) Esaias & Curl-JR (1972) comprovaram a dependência dos organismos em cultivos monoespécíficos desenvolvidos com espécies de diatomáceas, que estão diretamente relacionados com as taxas de ingestão, a concentração algal e qualidade do alimento (BUNKER & HIRST, 2004). De acordo com Hu & gao (2003) este gênero de microalga é um componente essencial no picoplâncton. Esta microalga pode não fazer parte da dieta natural da espécie *P. acutus* e isto pode ter influenciado na sobrevivência.

Em estudos desenvolvidos por Paffenhöfer (1970) o autor verificou que em cultivos realizados com *Calanus helgolandicus* o tempo de desenvolvimento apresentado, do primeiro dia de cultivo até o organismo chegar à fase adulta, pode ter sido influenciado pela concentração e o tipo do alimento que foi oferecido (diatomáceas e/ou dinoflagelados). Isto pode ser verificado também nas amostras de campo (MILLER *et al.*, 1984; PETERSON *et al.*, 1991; CAMPBELL *et al.*, 2001; CAHOON 1981; HOUDE & ROMAN 1987; STOTTRUP & JENSEN 1990; FROST, 1972; LAM & FROST, 1976; FERNÁNDEZ, 1979a, b; COWLES *et al.*, 1988; VERITY & PAFFENHÖFER, 1996; MAUCLINE, 1998). Em amostras coletadas em campo e transferidas diretamente ao laboratório de espécimes de *Calanus finmarchicus*, mantidos em cativeiro com limitação alimentar (baixas concentrações de alimento), foi verificado um retardo nas transições dos estágios larvais, assim como no desenvolvimento destes estágios ao longo do ciclo de vida (CAMPBELL *et al.*, 2001; RUNGE & PLOURDE, 1996).

Alguns Copepoda planctônicos continuam a ter relativamente altas taxas de crescimento e fecundidade mesmo em baixas concentrações de alimento, isto pode ser verificado com as espécies do gênero *Oithona* Bunker & Hirst (2004). Isto pode ser explicado, pelo fato destes Copepoda apresentarem algum tipo de estratégia em períodos de baixas concentrações de alimento (BUNKER & HIRST, 2004). Além disto, alguns Copepoda deste gênero, são muitas vezes impossibilitado de devastar grande quantidade de fitoplâncton pequenos ou ainda organismos nanoplânctônicos menores

que 2 μm (BUNKER & HIRST, 2004; HANSEN *et al.* 1994). Estes organismos se apresentam na natureza em pequenas concentrações, enquanto que alimento de maior dimensão se apresentam com elevadas concentrações, podendo ser utilizado como uma abundante fonte alimentar podendo ser utilizado pelos Copepoda de grande porte como os Calanoida, com os *P. acutus* (BUNKER & HIRST, 2004; PETERSON & BELLANTONI, 1987).

Outros trabalhos evidenciam que o sucesso reprodutivo da espécie planctônica *Acartia tonsa* pode ser controlada basicamente pela abundância do alimento. Isto também pode ter sido verificado durante todos os cultivos realizados com as fêmeas de *P. acutus*, que em determinado momento pararam de produzir ovos férteis, produzindo apenas ovos inférteis (CAHOON 1981; HOUDE & ROMAN, 1987; STOTTRUP & JENSEN 1990).

7.2 EFEITO DAS MICROALGAS SOBRE REPRODUÇÃO E CRESCIMENTO EM COPEPODA

Apesar das diatomáceas tradicionalmente serem consideradas a base das teias tróficas pelágicas, houve, desde o início da década de 90 do século passado, uma ampla discussão sobre os possíveis efeitos negativos das diatomáceas sobre a reprodução e crescimento de Copepoda (lanora & Poulet, 1993; Poulet *et al.*, 1994, 1995; lanora *et al.*, 1995, 1996; Miralto *et al.*, 1995; Uye, 1996; Ban *et al.*, 1997; Starr *et al.*, 1999; Lee *et al.*, 1999; BAN *et al.* 2000; Caratenuto *et al.*, 2002).

De acordo com Caratenuto *et al.* (2002), as diatomáceas possuem um efeito deletério sobre a embriogênese dos Copepoda, afetando diretamente no controle de sua natalidade e causando alterações morfológicas nas formas embrionária. Nos cultivos realizados por Caratenuto *et al.* (2002), Ceballos & lanora (2003), lanora *et al.* (1995) a espécie *Temora stylifera* só foi capaz de realizar o desenvolvimento completo do ciclo de vida, quando os Copepoda foram alimentados com cloríficas *Isochrysis galbana* ou *Prorocentrum minimum* e *Oxyrrhis marina*, enquanto que nos cultivos realizados com apenas diatomáceas (*Thalassiosira rotula*, *Skeletonema costatum* e *Phaeodactylum tricornutum*), a espécie foi incapaz de completar o seu desenvolvimento até a fase adulta. Ban *et al.* (2000) também evidenciou o efeito deletério das

diatomáceas sobre a população de *Pseudocalanus newmani* coletados em períodos de pré-floração fitoplanctônica na Baía de Funka, Japão. Visto que os ovos e os náuplios eclodidos apresentam deformações morfológicas, quando estes se alimentavam com diatomáceas e estas deformações acabaram diminuindo quando os organismos adultos foram alimentados com um alimento que não fosse diatomácea. O autor correlaciona estes efeitos a qualidade do alimento obtido na baía, que inclui basicamente as diatomáceas.

Diferentemente ao encontrado pelos estudos citados acima, a espécie estudada *Pseudodiaptomus acutus* não apresentou o mesmo padrão, visto que os cultivos realizados com apenas diatomáceas (*Chaetoceros muelleri* e *Thalassiosira weissflogi*) foram ótimos para a produção de ovos, eclosão dos náuplios, e a alimentação dos estágios larvais da espécie, assim como para a duração do ciclo de vida do Copepoda estudados. Isto se refere aos cultivos com cada uma destas duas diatomáceas usadas como alimento único (exceto *T. weissflogi* com F2 diluído), assim como às misturas destas duas espécies, que foram usadas com sucesso no cultivo de *P. acutus*.

Em culturas desenvolvidas à base de diatomáceas, *Temora stylifera* apresentaram elevadas taxas de mortalidade (CARATENUTO *et al.*, 2002). Yassen, (1981) apresentou uma taxa diária de mortalidade de 6,7%, enquanto que Caratenuto *et al.*, (2002) apresentaram valores superiores a 9,9% - 12%. Quando as larvas eram alimentadas com outros tipos de microalgas como as clorofíceas (*Prorocentrum minimum* e *Isochrysis Galbana*) apresentaram uma maior sobrevivência (CARATENUTO *et al.*, 2002), assim como para outras espécies de Copepoda (MAUCHLINE, 1998). Em cultivos em massa realizados com o Copepoda harpacticóide bentônico *Tisbe biminiensis* com o fim de alimentar pós-larvas de *Litopenaeus vannamei*, Ribeiro (2005) alcançou uma produção média de 28.000 náuplios.L⁻¹dia⁻¹, com recuperação de toda a prole após 4 dias de cultivo. Estes Copepoda foram alimentados com as diatomáceas *Phaeodactylum tricornutum* ou *Thalassiosira fluviatilis*.

7.3 COMPARAÇÃO DOS MEIOS DE CULTIVO

Diversos estudos relatam a utilização de meio de cultura tradicional F2 (f2-Guillard) como o melhor meio de cultura para o cultivo das microalgas (CASTRO, 1979; OLIVEIRA, 1981; MAESTRINI & GONZALES-RODRIGUEZ, 1983; OLIVEIRA & KOENING, 1984; KOENING *et al* 1988, 1990a). Mas, o custo com os reagentes químicos para elaboração do meio de cultura constituem um dos maiores problemas do cultivo de microalgas (SIPAÚBA-TAVARES, 1995) podendo este meio representar de 40 a 60% do custo total dos experimentos (COZZA, 1999). Este é o fator mais relevante para se obter meios alternativos para os cultivos de microalgas.

Estudos visam encontrar dentre os diversos meios de cultura alternativos, um meio que reúna as melhores condições para o cultivo destes diminutos organismos, que podem ser utilizados como alimento, como por exemplo, o *P. acutus*. Dentre os meios de cultura alternativos utilizados para a produção de biomassa de microalgas destacam-se: esgoto doméstico esterilizado (PIPES & GOTAAS, 1960), efluentes de biodigestores (RODULFO, MARMOL, EMRALINO, 1980), lodo digerido (WONG & LAY, 1980), despejos industriais purificados (JUSSIÁK, DUSZOTA, MYCIELSKI, 1984), vinhaça de cana-de-açúcar (OLIVEIRA, 1988), águas residuais da produção de azeite de oliva (SÁNCHEZ *et al.*, 2001) e resíduos da suinocultura (RODRIGUES, 2000; TRAVIESO *et al.*, 2006). Nestes estudos, foi possível reunir as condições necessárias para a cultura de microalgas, mas estes meios utilizados não obtiveram crescimento, comparável ao meio tradicional F2.

No contexto do presente trabalho, também se fez vários testes preliminares com outros meios de cultivo alternativos, além de F2 e F2 diluído. Porém, assim como nos trabalhos citados acima, nenhum destes meios de cultivo alternativos mostrou-se comparável ao meio F2 ou F2 diluído.

Um grande problema enfrentado pelos meio alternativos encontra-se como, por exemplo, o impedimento da luz, para a microalga realizar a fotossíntese necessária para o seu desenvolvimento; falta de nutrientes, em concentrações necessárias para o crescimento e multiplicação celular; rápida sedimentação das partículas e o principal problema enfrentado por estes meios alternativos encontra-se na contaminação destes meios por poluentes, contaminantes ou parasitas, que podem se multiplicar

exageradamente por encontrar as melhores condições para o seu desenvolvimento, e acabam transferidos para outros cultivos, em que estas microalgas vêm sendo utilizadas como alimento. Por isto, utilizaram-se somente os meios F2 e F2 diluído nos cultivos com *P. acutus*. O meio F2 diluído mostrou-se tão eficaz como o F2, para o cultivo das microalgas aqui utilizadas, porem com um retardo considerável no crescimento populacional (aprox. o dobro do tempo), para obter a biomassa necessária de microalgas. O uso de meio F2 diluído pode ser uma alternativa para a redução de custos no cultivo de microalgas.

7.4 PRODUÇÃO DE OVOS DE COPEPODA

Em trabalhos desenvolvidos com os Copepoda *Acartia tonsa*, *Temora stylifera* e *Temora turbinata* em que os autores verificaram a produção de ovos destes Copepoda, cultivados em uma temperatura de 20°C, alimentados com duas espécies de microalgas (*Nannochloropsis oculata* e *Chaetoceros calcitrans*) oferecidas em excesso, foi verificado que o número de ovos produzidos pelas fêmeas variou de 14-34, 7-45 e 5-21 ovos.fêmea⁻¹, respectivamente (KAMINSKI & MONTÚ, 2005). Enquanto que o número de ovos produzidos por fêmea de *P. acutus*, variou de 6 a 31 ovos. fêmea⁻¹, evidenciando a proximidade dos valores obtidos para espécies tropicais. Assim como em cultivos realizados com uma espécie de Copepoda parasita de peixes (*Caligus* sp.), mantidos a uma temperatura de 18 e 20°C em placas de Petri, sem alimento. Os autores verificaram que esta espécie produz em média 15 ovos. fêmea⁻¹. (ROBALDO *et al.*, 2002). Este número é muito próximo ao obtido com outra espécie deste mesmo gênero (*Caligus spinosus*), onde o autor verificou que o número de ovos variou de 10 a 20 ovos.fêmea⁻¹ (IZAWA, 1969).

Em estudos desenvolvidos com *Temora longicornis* alimentadas com diatomácea *Thalassiosira weissflogii*, a clorofícea *Dunaliella tertiolecta* e duas Haptofíceas: *Isochrysis* sp. e *Phaeocystis globosa*, foram verificado que a produção de ovos esteve influenciada pelo o tipo de alimento oferecido (ARENDRT *et al.*, 2005). As fêmeas que foram alimentadas com *Isochrysis* sp. apresentaram o melhor resultado da produção de ovos. fêmea⁻¹ (40), seguida por *Thalassiosira weissflogii* e *Phaeocystis*

globosa, enquanto que o pior resultado foi encontrado com *Dunaliella tertiolecta*. Estes resultados mostram, assim como no presente estudo, que diferentes espécies de microalgas, apresentam diferentes respostas para produção de ovos das fêmeas de *Temora longicornis*, seja pela falta de determinados nutrientes, responsáveis pela produção de ovos, ou pela dificuldade de captura do alimento.

Almeida (2006) verificou em cultivos realizados com uma espécie de linguado (*Paralichthys orbignyanus*), em que alimentação oferecida ao peixe foi o Copepoda *Acartia tonsa*, e para alimentar estes Copepoda, utilizaram-se três espécies de microalgas (*Thalassiosira weissflogii* cultivadas em diferentes concentrações algais, *Chaetoceros muelleri* e *Nannochloropsis oculata*) cultivadas em meio F2-modificado (GUILLARD & RYTHER, 1962) e alimento inerte. O trabalho verificou a influência na produção de ovos nestes Copepoda, a partir das diferentes concentrações algais. A produção de ovos segundo o autor aumentou com a elevação da concentração algal com a espécie *Thalassiosira weissflogii*, o maior número de ovos por fêmea foi obtido com o cultivo de maior concentração, no qual as fêmeas produziram 60 ovos.fêmea⁻¹. Enquanto que nas outras culturas o número de ovos. fêmea⁻¹, variou de 22 para *Chaetoceros muelleri*, 1,33 para *Nannochloropsis oculata* e 2 para o meio inerte. Assim como no presente estudo com *P. acutus*, o trabalho de Almeida (2006) mostrou a importância das diatomáceas na alimentação das fêmeas de *A. tonsa*, e o efeito positivo para a produção de ovos destas espécies.

7.5 ASPECTOS REPRODUTIVOS DE *P. ACUTUS* E DE OUTRAS ESPÉCIES DE COPEPODA

Os estudos com o primeiro estágio naupliar de *Eurytemora affinis*, realizados por Devreker *et al.* (2004) mostraram que o primeiro estágio naupliar desta espécie apresenta uma duração que pode variar de 2 a 12 dias. Os autores relatam que esta diferença está relacionada com salinidades extremas (0 a 35) usadas durante o cultivo desta espécie estuarina. No trabalho com *Tisbe biminiensis*, SANTOS *et al.* (2006) também verificaram esta relação entre salinidades extremas. O maior número de náuplios também foi encontrado com a maior salinidade, exposto durante 96 h, com cerca de 32 ind. fêmea⁻¹ e o menor valor foi de aproximadamente 20 ind. fêmea⁻¹

(SANTOS *et al.*, 2006), bem menos que os 3 a 27 observados em *P. acutus* no presente estudo. Já no presente estudo, os cultivos realizados durante os experimentos apresentam as mesmas taxas de eclosões sem diferença significativa entre todos os tratamentos. Isto se deve aos estágios recém eclodidos de Copepoda, em que as duas primeiras fases naupliares, não necessitam de alimento já que as suas reservas vitelínicas suprem todas as suas necessidades fisiológicas. Até porque seus aparatos bucais não estão ainda desenvolvidos (DEVREKER *et al.*, 2004; BAN, 1994; PETERSON & PAINTING, 1990). Mas, com o passar dos dias os cultivos realizados sem alimento (controle) apresentaram as menores quantidades de dias e as menores taxas de sobrevivência (KATTNER & KRAUSE, 1987). Isto é, após o término das reservas vitelínicas, os estágios larvais necessitam ingerir alimento (CAMPBELL *et al.*, 2001). Aqueles que não conseguem se alimentar acabam morrendo por inanição (DEVREKER *et al.*, 2004).

Em cultivos realizados por Ianora *et al.* (1996) com *Calanus helgolandicus* alimentados com microalgas flageladas *Prorocentrum minimum*, os náuplios não conseguiam chegar à fase de copepodito, chegando somente no sexto estágio naupliar. Isto indica que este alimento causa efeito negativo no desenvolvimento larval desta espécie, ou não supre as necessidades básicas necessárias para a transição para o próximo estágio larval.

No cultivo realizado com a espécie *Calanoides carinatus*, alimentados com apenas uma espécie de microalga (*Phaeodactylum tricornutum*), os organismos morreram completamente ao passar do estágio de nauplio para o estágio de copepodito, visto que este alimento não estava suprindo todas as exigências necessárias para o desenvolvimento dos Copepoda (HIRCHE, 1980). Em cultivos realizados com *Calanus helgolandicus*, os náuplios desta espécie apresentaram maior desenvolvimento quando foram alimentados com clorofíceas (*Isochrysis galbana* e *Rhodomonas baltica*) do que quando eram alimentadas com diatomáceas (*Thalassiosira weissflogii*) (REY *et al.*, 2001) e *Ditylum brightwelli* (MULLIN & BROOKS, 1970).

No presente estudo, os organismos de *P. acutus* apresentaram uma duração do estágio de copepodito variando entre 5 e 11 dias de cultivo, do 1º copepodito observado, até chegarem à fase adulta. Em estudos desenvolvidos com outra espécie

de Copepoda (*Pseudocalanus elongatus*) foi verificado que o estágio de copepodito variou de 12 a 18 dias de cultivo (PAFFENHÖFER & HARRIS, 1976; DZIERZBICKA-GŁOWACKA, 2004). Com outra espécie *Calanus helgolandicus* alimentados com a mesma espécie de microalga, o Copepoda apresentou uma mortalidade inferior a 10% (PAFFENHÖFER, 1976) e com a espécie *Centropages typicus* foi observado um desenvolvimento em 40 dias (SMITH & LANE, 1985).

Diferentemente dos valores encontrados por vários autores em cultivos mantidos com a microalga flagelada (*Tetraselmis chuii*), no desenvolvimento de *P. acutus* os indivíduos conseguiram chegar a fase adulta, mas estes cultivos não foram bem sucedidos, obtendo uma mortalidade elevada, possuindo apenas uma densidade maior que *Nannochloropsis* sp. nos dois cultivos com os diferentes meios de cultura (meio F2 e F2/2), *Thalassiosira weissflogii* cultivada em meio F2/2 e experimentos controle (sem alimento).

Nos cultivos realizados com misturas de duas espécies de microalgas, os Copepoda apresentaram uma mortalidade acentuada para os estágios do ciclo de vida. Mas que pode estar correlacionada não as espécies de microalgas oferecidas como alimento e sim ao meio de cultura em que estas microalgas foram cultivadas e oferecidas aos Copepoda, visto que diferentes meios de cultura apresentaram diferentes respostas para o cultivo dos Copepoda.

Quando os Copepoda são alimentados à base de diatomáceas e flagelados, os organismos atingem a fase adulta com maior facilidade (CARATENUTO *et al.* 2002, ABOU DEBS, 1979; YASSEN, 1981). Em cultivos desenvolvidos com *Tisbe biminiensis*, conseguiu-se obter uma variação da duração de copepodito, variando de aproximadamente 2 a 6 dias de cultivo (Pinto *et al.*, 2001; Araújo-Castro & Santos, 2005).

7.6 DURAÇÃO DO CICLO DE VIDA COMPLETO EM *P. ACUTUS* E EM OUTRAS ESPÉCIES DE COPEPODA

Em estudos desenvolvidos com a espécie *Calanus australis*, os autores evidenciam que estes Copepoda apresentaram um desenvolvimento completo em

torno de 16 dias, cultivados á temperatura de 19,5°C e 20 dias cultivados á temperatura de 15,5°C (PETERSON & PAINTING, 1990). Em cultivos com o mesmo gênero desenvolvido por Peterson (1986) trabalhando com a espécie de Copepoda *Calanus marshallae*, alimentados com *Thalassiosira weissflogii* e *Isochrysis galbana*, os Copepoda conseguiram chegar à fase adulta em 36 dias, com uma sobrevivência de 19%. O experimento que se revelou como a maior sobrevivência, foi encontrado com *Thalassiosira weissflogii* e *Nannochloropsis* sp. cultivada em meio F2. Os Copepoda conseguiram chegar a fase adulta em apenas 8 dias de cultivo, com uma sobrevivência de 66%.

Enquanto que para a espécie *Calanoides carinatus*, apresentou um desenvolvimento completo em torno de 12 dias, cultivados á temperatura de 19,5°C e 19 dias cultivados á temperatura de 15,5°C (PETERSON & PAINTING, 1990).

Em outro estudo, os mesmos autores evidenciaram que as espécies *Centropages typicus* e *Centropages hamatus*, apresentaram um desenvolvimento completo em torno de 15 e 16 dias de cultivo, alimentados com um flagelado *Rhodomonas baltica* e um dinoflagelado *Oxyrrhis marina* respectivamente Fryd *et al.* (1991). Assim como no trabalho desenvolvido com a espécie *P. acutus* em que esta espécie apresentou valores muito próximos aos obtido com os autores acima citados, com uma média de 10 dias de cultivo, alimentados tanto com diatomáceas assim como flagelados. Isto pode ser melhor visualizado com os cultivos realizados com os cultivos monoalgais realizados com *Tetraselmis chuii* (microalga flagelada), pôde ser considerado como um dos melhores cultivos realizados com meio F2/2.

No presente estudo, os cultivos de *P. acutus* realizados com os diferentes tratamentos apresentaram uma duração média de 10 dias para o desenvolvimento do Copepoda *P. acutus*. O cultivo que apresentou a melhor taxa de sobrevivência, entre os diferentes tratamentos, foi o realizado com apenas *T. weissflogii*, mostrando-se como o melhor alimento oferecido aos estágios larvais de *P. acutus*. Em cultivos desenvolvidos com a espécie de Copepoda Calanoida *Euchaeta norvegica* por Alonzo *et al.* (2000b) e Hopkins (1977), o tempo de desenvolvimento médio foi de 22 dias para o seu desenvolvimento completo. Os autores correlacionaram esta duração, às baixas temperaturas (2°C). Este fato pode ter influenciado na duração dos estágios do ciclo de vida deste Copepoda, este fator está diretamente relacionado com metabolismo celular

dos organismos. Em cultivos realizados com *Pseudodiaptomus annandalei*, em diferentes concentrações de salinidade os autores verificaram que as formas larvais desta espécie sofrem influência da variação da salinidade (Chen *et al.*, 2006). Isto pode ser evidenciado pelos dias, que os organismos foram cultivados podendo chegar a 46 dias de cultivo (CHEN *et al.*, 2006). Em cultivos realizados com a espécie *Temora stylifera* alimentados com três espécies de microalgas os autores verificaram que o tipo de alimento influenciou no tempo de desenvolvimento deste Copepoda, variando de 23 a 29 dias de cultivos (CAROTENUTO *et al.*, 2002). Outros estudos revelaram que as espécies de Copepoda *Acartia clausi*, *Temora longicornis* e *Pseudocalanus elongatus*, apresentaram em seus cultivos um desenvolvimento larval de aproximadamente 22, 18, 16 dias de cultivo, respectivamente (BRETELER *et al.*, 1994).

Os autores relatam que esta diferença pode ter ocorrido devido às variações nas concentrações de alimento oferecido. Esta mesma espécie, coletada ao sul do Mar báltico, apresentou uma duração de 22 a 33 dias de cultivo (CISZEWSKI & WITEK, 1977). Nenhum destes valores comparou-se com os valores encontrados no presente estudo, visto que os cultivos que levaram o maior tempo para fechar todo o ciclo de vida (Tc+Nanno e Cm +Tc, cultivadas em meio F2/2), apresentaram uma duração de 15 dias de cultivo. Por outro lado, o cultivo que levou menos tempo para fechar o ciclo de vida foi realizado com uma mistura de três espécies de microalgas Tw+Tc+Nanno cultivadas em meio F2, que durou 7 dias de cultivo.

Em cultivos realizados com duas espécies de Copepoda, em que a primeira espécie foi *Temora longicornis* desenvolvido por Harris & Paffenhöfer (1976) e *Pseudocalanus elongatus* desenvolvido por Paffenhöfer & Harris (1976), alimentadas com outra espécie de Diatomacea, mas do mesmo gênero (*Thalassiosira rotulata*). Os Copepoda apresentaram um desenvolvimento de 24 dias e uma mortalidade de 37%, um desenvolvimento de 29 dias e uma mortalidade de 25% respectivamente.

7.7 FATORES BIOQUÍMICOS QUE INFLUENCIAM NO DESENVOLVIMENTO DOS COPEPODA

A duração, crescimento, sobrevivência e o ciclo de vida dos Copepoda, não podem estar simplesmente relacionados à concentração do alimento que é oferecido

aos Copepoda. Outros fatores também influenciam diretamente, como por exemplo, a morfologia externa do alimento (BERGGREEN *et al.*, 1988), a composição mineral (KIAØRBOE, 1989), o tipo de aminoácidos (COWIE & HEDGES, 1996), os ácidos graxos (JÓNASDÓTTIR, 1994), as vitaminas e açúcares (BROWN *et al.*, 1997), a composição bioquímica do fitoplâncton (HUNTLEY *et al.*, 1987; KOSKI *et al.*, 1998), a idade da cultura das microalgas (PAFFENHÖFER, 1971) e o tamanho do alimento oferecido (MULLIN & BROOKS, 1970; HIRCHE, 1980; DAVIS & ALATALO; 1992).

Isto evidencia que, cada espécie de Copepoda requer uma determinada quantidade de alimento para suprir todas as suas necessidades fisiológicas dos estágios de vida (HUNTLEY & LOPEZ, 1992), caso contrário afeta o desenvolvimento do organismo (HIRST & BUNKER, 2003). De acordo com Froneman (2004), os Copepoda exigem uma quantidade diária de carbono que gira em torno de 30% do peso corporal, necessária para o adequado desenvolvimento diário. Enquanto que nos estágios larvais de *Acartia*, os organismos necessitam apenas de 5% do seu peso corporal, mesmo quando estes se encontram em elevadas concentração de alimento Davis & Alatalo (1992), podendo ser extrapolado para *P. acutus*.

Além disto, para o crescimento dos Copepoda é necessária uma concentração mínima de determinados ácidos graxos poliinsaturados como, por exemplo, os 20:5 ou 22:6 (ENRIGHT *et al.* 1986; STØTTRUP & JENSEN, 1990; JONASDOTTIR, 1994; ARENDT *et al.*, 2005). Em cultivos realizados por Koski *et al.* (1998), foi verificado que emulsões lipídicas com uma grande quantidade energética de ácidos graxos de cadeia longa, podem ser utilizados para completar uma dieta a base de uma única microalga como a *Dunaliella* sp. Mesmo assim, este enriquecimento não aumentou o crescimento somático do Copepoda *Pseudocalanus elongatus* e uma mortalidade diária de 3,8% (KOSKI *et al.*, 1998). Em cultivos realizados por Breteler *et al.* (1999) e Arendt *et al.* (2005), o baixo crescimento observado em *P. elongatus* e *Temora longicornis* pode ter sido causado pelo alimento oferecido (*Dunaliella tertiolecta*), evidenciando que estas microalgas apresentam uma determinada carência em esteróis e ácidos graxos, o que pode ser extrapolado para outras microalgas. Os autores relacionaram este resultado à digestibilidade ou composição bioquímica destas microalgas.

Em cultivos realizados por Brown *et al.* (1989) com camarões alimentados com diatomáceas, foi obtido um crescimento satisfatório ao longo do cultivo, devido a estas

diatomáceas apresentarem um elevado nível de ácidos graxos polinsaturados e, serem essenciais para o desenvolvimento das larvas que fazem parte do zooplâncton (MÜLLER-NAVARRA, 1995; GULATI & DEMOTT, 1997). Um problema enfrentado nos cultivos de pós-larvas de camarão alimentadas com diatomáceas é a redução do crescimento causado pelos aldeídos, que prejudicam a ingestão e a digestão destes compostos tornando-os de difícil assimilação pelos camarões (CARATENUTO *et al.*, 2002).

Não menos importantes para o desenvolvimento de Copepoda são os esteróis, que dependendo de suas concentrações também podem influenciar na sobrevivência destes animais (EDERINGTON *et al.*, 1995). Em estudos realizados com o Copepoda *Acartia tonsa* foi determinado que estes crustáceos não possuíssem a capacidade de biosintetizar esteróis, por isto, na sua alimentação têm que obter estes compostos em quantidades suficientes para suprir suas exigências metabólicas (GOAD, 1981), o que pode ser extrapolado para o *P. acutus* visto que fazem parte do mesmo ambiente e possivelmente se alimentam das mesmas espécies de microalgas. Este fato também pode ser observado para outra espécie com *Calanus helgolandicus* (HARVEY *et al.*, 1987).

Em cultivos realizados por Prahl *et al.* (1984) e Harvey *et al.* (1987) com Copepoda alimentados com *Dunaliella* sp. em baixas concentrações, mostraram que são contraditórios os resultados da digestão de alguns esteróis encontrados na maioria das Chlorophyceae (VOLKMAN, 2003). Esta espécie de microalga causou uma diminuição no crescimento corporal dos Copepoda cultivados (KOSKI *et al.*, 1998, BRETELER *et al.*, 1999, BRETELER *et al.*, 2004). Isto mostra a ineficiência deste tipo de alimento para o cultivo de Copepoda, o que foi verificado no presente estudo, nos cultivos realizados com *P. acutus*. Estes esteróis não podem ser descartado da alimentação dos Crustacea, visto que, são necessários para a formação da arquitetura da parede celular, manutenção da membrana celular, HUFAS e precursores dos hormônios de muda dos crustáceos (BRETELER *et al.*, 2004; OURISSON *et al.*, 1987). De acordo com Breteler *et al.* (2004) existem outras espécies de microalgas que são consideradas ótimas para o cultivo de copepoda, que não foram utilizadas neste experimento, como *Isochrysis galbana* e *Rhodomonas* sp.

Em estudo desenvolvido por Volkman (1986), as espécies do gênero

Thalassiosira apresentaram concentrações bioquímicas necessárias para o desenvolvimento dos Copepoda, como por exemplo, 24-metilcolesterol-5, 24(28)-dieno-3 β -01. Estes são considerados componentes principais na manutenção da membrana celular dos organismos eucariontes (GENNIS, 1989). Em Copepoda que passam muito tempo sem se alimentar, são necessárias concentrações elevadas de triacilgliceróis, utilizados por estes organismos como fonte de energia armazenada e de fácil utilização (LEE *et al.*, 1974; SARGENT *et al.*, 1977), sendo encontrados com freqüência em *T. weissflogii* (EDERINGTON *et al.*, 1995), evidenciando a necessidade deste alimento para o cultivo realizado com Copepoda. Este fato pode ser verificado ao longo dos cultivos com esta espécie de microalga, onde foram obtidos um dos melhores resultados, ficando acima de vários outros que teoricamente apresentavam as melhores condições alimentares para os Copepoda.

7.9 COMPORTAMENTO ALIMENTAR DOS COPEPODA

Com o passar do tempo, as microalgas tendiam ao fundo dos recipientes, acumulando-se no fundo dos recipientes em uma fina camada, com exceção da espécie *Tetraselmis chuii*. De acordo com Tiselius (1992) este tipo de comportamento influencia diretamente a distribuição dos Copepoda nos recipientes, onde os organismos ficam estagnados, movimentando apenas os seus aparatos bucais. Com isto, o animal diminui sua movimentação no estágio de copepodito, diferente do comportamento desenvolvidos pelos náuplios, que se movimentam constante (COSTA & FERNANDEZ, 2002; NIVAL & NIVAL, 1976; POULET & MARSOT, 1978; FRIEDMAN, 1980; PRICE, 1988; PAFFENHÖFER *et al.*, 1995; MAUCHLINE, 1998). Isto aperfeiçoa o gasto energético seja direcionando para a captura, digestão do alimento, crescimento e mudanças dos estágios larvais.

Em estudos desenvolvidos por Burdloff *et al.* (2002), com *Acartia bifilosa*, os autores explicam que estes Copepoda alimentam-se todo o tempo. O que provavelmente pode ser encontrado para a espécie *P. acutus*.

O hábito alimentar de Copepoda planctônicos pode variar mesmo para as espécies que se alimentam preferencialmente de fitoplâncton (Costa & Fernandez,

2002). Fato este encontrado para as espécies do gênero *Acartia*, onde ela tem preferência por fitoplâncton como alimento, mas pode se alimentar de ciliados na falta de microalgas (STOECKER & SANDERS, 1985; WIADNYANA & RASSOULZADEGAN, 1989) e este tipo de comportamento pode auxiliar no desenvolvimento dos estágios larvais e na produção de ovos (WHITE & ROMAN, 1992; LONSDALE *et al.*, 1996; KLEPPEL *et al.*, 1998b).

Em trabalhos desenvolvidos por Bochsansky & Bollens (2004), os autores relatam que determinadas diatomáceas como, por exemplo, a *Skeletonema costatum* não apresentam movimentos atrativos para os predadores. Esta espécie faz parte da comunidade fitoplantônica, sendo um componente importantes, componente principal da produção secundária dos ambientes marinhos (IRIGOIEN *et al.* 2002) e muito utilizada como alimento na pastagem dos Copepoda (SIERACKI *et al.* 1998).

Além disto, experimentos realizados por Davis & Alatalo (1992), mostraram que os estágios de copepoditos de *Centropages typicus*, possuem elevadas taxas de pastagens, se comparado com o estágio de nauplio, o que mostra a necessidade deste estágio por uma maior quantidade de alimento.

O presente estudo sobre o ciclo de vida de *P. acutus* destacou a importância deste Copepoda, que poderá servir de alimento para outros organismos maiores na aquicultura. Por suportar uma ampla variação de salinidade e temperatura, ter um ciclo de vida curto, apesar de ter um número pequeno de ovos e náuplios correspondentes às outras espécies planctônicas. Esta espécie pode ser cultivada com diferentes alimentos e concentrações, com resultados semelhantes para a sobrevivência desta espécie.

Os cultivos de alimentação de Copepoda para o uso na aquicultura poderão usar um número reduzido de microalgas, apesar destes organismos se alimentarem de diversas espécies de microalgas no ambiente natural.

8. CONCLUSÕES

1. Diferentes espécies de microalgas, assim como suas misturas, influenciam diretamente o desenvolvimento dos estágios do ciclo de vida da espécie *P. acutus*.
2. As duas espécies que apresentaram os melhores resultados foram as diatomáceas *C. muelleri* (cultivada em F2 e em F2/2), de uma forma menos consistente, *T. weissflogii* (somente com F2).
3. A mistura que apresentou o melhor resultado foi com três espécies de microalgas cultivadas com meio de cultura F2/2.
4. A única espécie de microalga que não mostrou os requisitos necessários para o cultivo deste crustáceo foi a *Nannochloropsis* sp. (em cultivos monoespecíficos, tanto com F2 como com F2/2), possivelmente devido ao seu tamanho reduzido.
5. Entre os diversos meios de cultivo alternativos testados, os cultivos realizados com o meio de cultura tradicional F2 e com o meio F2 diluído 50:50 com água do mar (F2/2) apresentaram resultados satisfatórios para o cultivo das microalgas utilizadas neste estudo. Os cultivos realizados com meio F2, apresentaram os melhores resultados, com exceção do cultivo realizado com a mistura de três espécies de microalgas, onde o meio F2 diluído mostrou resultados melhores. Portanto, o uso de meio F2 diluído pode ser uma alternativa promissora para a redução de custos no cultivo de microalgas.
6. A espécie *P. acutus* possui um futuro promissor para a aquicultura marinha, devido ao estágio de náuplio permanecer ativo na coluna d'água todo o tempo, seu pequeno tamanho e com movimentação constante, além das fêmeas produzirem uma quantidade satisfatória de ovos e náuplios e os náuplios e copepoditos possuírem taxas de sobrevivência relevantes para a maricultura.

9. REFERENCIAS

Abou Debs, C. **Aspects de la physiologie et de la biologie de *Temora stylifera* Dana (Copepoda Calanoida): éléments du bilan en carbon et azote et optimisation de la fertilité.** Thesis, Université P. et M. Curie, Paris, France, 1979.

Alfonso, E. & Leal, S. **Tópicos básicos para a criação e manutenção de cepário de microalgas.** São Paulo: UNESP, 17p., 1995.

Almeida, F. M. **Uso de Copépodes na alimentação de larvas de linguado *Paralichthys orbignyanus* (Valencienes, 1842) e otimização do cultivo de copépode *Acartia tonsa* (Dana, 1849).** Dissertação (mestrado) Universidade Federal do Rio Grande, 2006.

Alonzo, F.; Mayzaud, P.; Razouls, S. Egg production, population structure and biochemical composition of the subantarctic copepod *Paraeuchaeta antarctica* in the Kerguelen Archipelago. **Mar Ecol Prog Ser**, 205:207–217, 2000a.

Alonzo, F.; Mayzaud, P.; Razouls, S. Egg-production dynamics, biochemical composition and hatching success of the subantarctic copepod *Paraeuchaeta antarctica*: laboratory studies. **Mar Ecol Prog Ser**, 205: 219–227, 2000b.

Aman, S & Altaff, K. Biochemical Profile of *Heliodiaptomus viddus*, *Sinodiaptojus (Rhinediaptomus indicus)* and *Mesocyclops aspericornis* and their Dietary Evaluation for Postlarvae of *Macrobrachium rosenbergii*. **Zoological Studies**, 43(2): 267-275, 2004.

Andrade, G. O & Lins, R. C. Os climas do Nordeste. In: Vasconcelos Sobrinho, J. (ed.). **As regiões naturais do Nordeste, o meio e a civilização.** Recife. CONDEPE, p. 95 – 138. 1971.

Arana, L. V. **Fundamentos de aqüicultura.** Editora da UFSC. p. 85-109, 2004.

Araújo-Castro, C. M. V.; Souza-Santos, L. P. Are the diatoms *Navicula* sp. and *Thalassiosira fluviatilis* suitable to be fed to the benthic harpacticoid copepod *Tisbe biminiensis*?. **J. Exp. Mar. Biol. Ecol.**, 327 58–69, 2005.

Arendt, K. E.; Jonasdottir, S. H., Hansen, P. J; Gartner, S. Effects of dietary fatty acids on the reproductive success of the calanoid copepod *Temora longicornis*. **Marine Biology**, 146: 513–530. 2005.

Arzul, G.; Gentien, P.; Bodennec, G. Potential toxicity of microalgal polyunsaturated fatty acids (PUFAs). In: Baudimant G, Guezennec JH, Roy P, Samain J-F (eds) **Marine lipids.** IFREMIER, Nantes, pp 53–62,1998.

Ayres M.; Ayres-Jr, M.; Ayres, D. L.; Santos, A. S. dos. Bioestat 3.0: **aplicações estatísticas nas áreas das ciencias biológicas e médicas,** Belém: Soc. Civil de Mamirauá, 2003.

Ban, S. Effect of temperature and food concentration on post-embryonic development, egg production and adult body size of calanoid copepod *Eurytemora affinis*. **J. Plankton Res.** 16, 721–735, 1994.

Ban, S., Burns, C., Castel, J., Chaudron, Y., Christou, E., Escribano, R., Umani, S. F., Gasparini, S., Ruiz, F. G. The paradox of diatom-copepod interactions. **Mar. Ecol. Prog. Ser.**, 157, 287–293, 1997.

Ban, S.; Lee, H. W.; Shinada, A. e Toda, T. In situ egg production and hatching success of the marine copepod *Pseudocalanus newmani* in Funika Bay and adjacent waters off southwestern Hokkaido, Japan: associated to diatom bloom. **J. Plankton Res.**, Vol.22 no.5 pp.907–922, 2000.

Barros, H. M. da & Eskinazi-Leça, E. Gerenciamento Participativo de Estuário e Manguezais. Introdução. In: Barros, Eskinazi-Leça; E. Macedo, S. J.; Lima, T. (Eds). **Gerenciamento Participativo de Estuários e Manguezais**. Recife. Ed. Universitária da UFPE. p.1-6, 2000.

Berggreen, U., Hansen, B., Kiørboe, T., Food size spectra, ingestion and growth of the copepod *Acartia tonsa* during development: implications for determination of copepod production. **Mar. Biol.** 99, 341–352, 1988.

Beyruth, Z; Pinto, C. S. R. M.; Fusco, S. M. ; Faria, F. C. ; Silva, A. L. Utilização de alimentos naturais por *Oreochromis niloticus* em tanques de terra com arraçoamento. **B. Inst. Pesca**, 30(1): 9 - 24, 2004.

Björnberg, T. K. S. Developmental stages of some tropical and subtropical planktonic marine copepods. **Stud. Fauna Curaçao and other Caribbean Islands**. 40 (136): 1-185, 1972.

Björnber, T. K. S. Copepoda. In: Boltovskoy, D. (Ed.) **Atlas del zooplancton del Atlántico sudoccidental e métodos del trabajo com el zooplancton marino**. Mar del Plata. INIDEP:587 – 679, 1981.

Bohdansky, A. B. & Bollens, S. M. Relevant scales in zooplankton ecology: Distribution, feeding, and reproduction of the copepod *Acartia hudsonica* in response to thin layers of the diatom *Skeletonema costatum*. **Limnol. Oceanogr.**, 49(3), 2004, 625–636.

Bradford-Grieve, J. M.; Markhaseva, E. L.; Rocha, C. E. F.; Abialhy, B. in: Boltovskoy, D. **South Atlantic Zooplankton**. Backhuys, Leiden, the Netherlands, 869 – 1098, 1999.

Breteler, W. C. M. K.; Schogt N.; Van der Meer, J. The duration of copepod life stages estimated from stagefrequency data. **J. Plankton Res.**, 16:1039–1057, 1994.

Breteler, W. C. M. K.; Schogt, N.; Baas, M.; Schouten, S.; Kraay, G. W. Trophic upgrading of food quality by protozoans enhancing copepod growth: role of essential lipids. **Mar. Biol.** 135:191–198, 1999.

Breteler, W. C. M. K.; Koski, M.; Rampen, S. Role of essential lipids in copepod nutrition: no evidence for trophic upgrading of food quality by a marine ciliate. **Mar Ecol Prog Ser.** 274: 199–208, 2004.

Brito, S. L. & Barbosa, P. M. M. **Avaliação da produtividade secundária das principais espécies do zooplâncton dos reservatórios de Furnas e Três Marias (Minas Gerais) como suporte para a implantação de parques aquícola.** UFMG, Belo Horizonte, p.19, 2007.

Brown, M. R.; Jeffrey, S. W.; Garland, C. D. **Nutritional aspect of microalgae used for mariculture: a literature review.** CSIRO Mar. Lab. Rep. 205, 1 – 44, 1989.

Brown, M. R.; Jeffrey, S. W.; Volkman, J. K.; Dunstan, G. A. Nutritional properties of microalgae for mariculture. **Aquaculture.** 154, 315–331, 1997.

Bunker, A. J. e Hirst, A. G. Fecundity of marine planktonic copepods: global rates and patterns in relation to chlorophyll a, temperature and body weight. **Mar Ecol Prog Ser.** 279: 161–181, 2004.

Burdloff, D.; Gasparini, S.; Villate, F.; Uriarte, I.; Cotano, U.; Sautour, B. e Etcheber, H. Egg production of the copepod *Acartia bifilosa* in two contrasting European estuaries in relation to seston composition. **J. Exp. Marine Biol. and Ecol.** 274:1–17, 2002.

Cahoon, L. B. Reproductive response of *Acartia tonsa* to variations in food ration and quality. **Deep-Sea Res.** 28:1215-1221, 1981.

Câmara, M. R. Artemia no Brasil: do extrativismo ao cultivo. **R. Panorama Aqüicultura.**, 10 (62): 15-19, 2000.

Campbell, R. G.; Runge, J. A.; Durbin, E. G. Evidence for food limitation of *Calanus finmarchicus* production rates on the southern bank of Georges Bank during April 1997. **Deep-Sea Research II** 48 531 – 549, 2001.

Carotenuto, Y.; Ianora, A.; Buttino, I.; Romano, G.; Miralto, A. Is postembryonic development in the copepod *Temora stylifera* negatively affected by diatom diets?. **J. Exper. Marine Biol. Ecol.** 276 49– 66, 2002.

Castagnolli, N. & Cyrino, E. **Piscicultura nos trópicos.** Manole. 152p. 1986.

Castro, A. R. C. **Utilização de adubo orgânico em cultura de fitoplâncton.** Instituto de Pesquisa Agropecuária do Rio de Janeiro (PESAGRO-RIO), Rio de Janeiro, 1979, 2p.

Ceballos, S. & Ianora, A. Different diatoms induce contrasting effects on the reproductive success of the copepod *Temora stylifera*. **J. Exp. Marine Biol. Ecol.** 294. 189–202, 2003.

Chen, Q.; Sheng, J.; Lin, Q.; Gao, Y.; Lv, J. Effect of salinity on reproduction and survival of the copepod *Pseudodiaptomus annandalei* Sewell, 1919, **Aquaculture** 258 575–582, 2006.

Ciszewski, P. & Witek, Z. Production of older stages of copepods *Acartia bifilosa* Giesb. and *Pseudocalanus elongatus* Boeck in Gdansk Bay. **Pol. Arch. Hydrobiol.**, 24, 449–459, 1977.

Cocentino, A. M.; Magalhães, K. M.; Perreira, S. M. B. Estrutura do macrofitobentos marinho. In: Eskinazi-Leça, E.; Leitão, S. N.; Costa, M. F. da. (Eds.). **Oceanografia um cenário tropical**. Recife: Bagaço. p. 761, 2004.

Conover, R. J. Factors affecting the assimilation of organic matter by zooplankton and the question of superfluous feeding. **Limnol. Oceanogr.** 11: 346-354, 1966.

Costa, R. M. da & Fernández, F. Feeding and survival rates of the copepods *Euterpina acutifrons* Dana and *Acartia grani* Sars on the dinoflagellates *Alexandrium minutum* Balech and *Gyrodinium corsicum* Paulmier and the Chryptophyta *Rhodomonas baltica* Karsten. **J. Exp. Mar. Biol. Ecol.** 273 131–142, 2002.

Cowie, G. L. & Hedges, J. I. Digestion and alteration of the biochemical constituents of a diatom (*Thalassiosira weissflogii*) ingested by a herbivorous zooplankton (*Calanus pacificus*). **Limnol. Oceanogr.** 41, 581–594, 1996.

Cowles, T. J.; Olson, R. J.; Chisholm, S. W. Food selection by copepods: discrimination on the basis of food quality. **Mar. Biol.** 100, 41–49, 1988.

Cozza, K. L. ***Spirulina platensis* em meios naturais e sintéticos: fatores nutricionais e custos experimentais**. Rio Grande, Dissertação (Mestrado em Engenharia e Ciência de Alimentos) - Fundação Universidade Federal do Rio Grande. 1999, 204 p.

Dahl, M. Über die horizontale und Vertikale Verbreitung der Copepoden im Ozean. **Verh. Deutschl. Zool. Gesell.**, 4: 61-80, 1894

Davis, C. S. & Alatalo, P. Effects of constant and intermittent food supply on life-history parameters in a marine copepod. **Limnol. Oceanogr.**, 37(S), 1618-1639, 1992.

Devreker, D.; Souissi, S.; Seuront, L. Development and mortality of the first naupliar stages of *Eurytemora affinis* (Copepoda, Calanoida) under different conditions of salinity and temperature. **J. Exp. Mar. Biol. Ecol.** 303 31–46, 2004.

Dzierzbicka-głowacka, L. Growth and development of copepodite stages of *Pseudocalanus* spp. **J. Plankton Res**, 26, NUMBER 1. p. 49–60, 2004.

Ederington, M. C.; McManus, G. B.; Harvey, H. R. Trophic transfer of fatty acids, sterols, and a triterpenoid alcohol between bacteria, a ciliate, and the copepod *Acartia tonsa*. **Limnol. Oceanogr.**, 40(5), 860-867, 1995.

Enright, C. T., Newkirk, G. F.; Craigie, J. S.; Castell, J. D. Evaluation of phytoplankton as diets for juvenile *Ostrea edulis* L. **J. Exp. Mar. Biol. Ecol.** 96: 1-13, 1986.

Esaias, W. E. & Curl-JR., H. C. Effect of dinoflagellate bioluminescence on copepod ingestion rates. **limnology and oceanography.** 17(6), 1972.

Fernández, F. Particle selection in the nauplius of *Calanus pacificus*. **J. Plankton Res.** 1, 313–328, 1979a

Fernández, F. Nutrition studies in the nauplius larva of *Calanus pacificus* (Copepoda: Calanoida). **Mar. Biol.** 53, 805– 817, 1979b.

Friedman, M. M., Comparative morphology and functional significance of copepod receptors and oral structures. In: Kerfoot, W.C. (Ed.), **Evolution and Ecology of Zooplankton Communities**. University Press of New England, Hanover, NH, pp. 185–197, 1980.

Froneman, P. W. In situ feeding rates of the copepods, *Pseudodiaptomus hessei* and *Acartia longipatella*, in a temperate, temporarily open/closed Eastern Cape estuary. South African. **J. of Science** 100, November/December, 2004.

Frost, B.W. Effects of size and concentration of food particles on the feeding behaviour of the marine planktonic copepod *Calanus pacificus*. **Limnol. Oceanogr.** 17, 805–817.1972.

Fryd, M.; Haslund, O.H.; Woblgetnuth, O. Development, growth and egg production of the two copepod species *Centropages hamatus* and *Centropages typicus* in the laboratory. **J. Plankton Res.**13 no 4 pp 683-689, 1991.

Galdino, T. S. **Zooplâncton nas desembocaduras Norte e Sul do Sistema Estuarino do Canal de Santa Cruz, Itamaracá, PE**. Monografia. Universidade Federal de Pernambuco, Centro de Ciências Biológicas, Recife, 2004. 73 f.

Gennis, R. B. Biomembranes: **Molecular structure and function**. Springer. 1989.

Gladu, P. K., G. W. Patterson, G. H. Wikfors, D. J. Chitwood, AND W. R. Lusby. Sterols of some diatoms. **Phytochemistry.** 30: 2301–2304, 1991.

Goad, L. J. Sterol biosynthesis and metabolism in marine invertebrates. **Pure and Appl. Chem.** 51: 837-852. 1981.

Guillard, R. L. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. In: Smith, W.L., Charley, M.M. (Eds.), **Culture of Marine Invertebrate Animals**. Plenum, New York, pp. 29–60, 1975.

- Guillard, R.R.L., Ryther, J.H., Studies on marine planktonic diatoms: I. *Cyclotella nana* Hustedt, and *Detonula confervacea* (Cleve) Gran. **Can. J. Microbiol.** 8, 229– 239, 1962.
- Gulati, R. D. & Demott, W. R. The role of food quality for zooplankton: remarks on the state-of-the-art, perspective and priorities. **Freshw. Biol.** 38, 753– 769, 1997.
- Hansen, B.; Bjørnsen, P. K.; Hansen, P. J. The size ratio between planktonic predators and their prey. **Limnol Oceanogr.** 39:395–403, 1994.
- Harris, R. P. & Paffenhöfer, G. A. Feeding, growth, and reproduction of the marine planktonic copepod *Temora longicornis* Müller. **J. Mar. Biol. Assoc.** 56, 675–690, 1976.
- Harvey, H. R.; Eglinton, G.; O'Hara, S. C. M.; Corner, E. D. S. Biotransformation and assimilation of dietary lipids by *Calanus* feeding on a dinoflagellate. **Geochim Cosmochim Acta**, 51:3031–3040, 1987.
- Hibberd, D. J. Notes on the taxonomy and nomenclature of the algal classes Eustigmatophyceae and Tribophyceae (synonym Xanthophyceae). **Bot. J. Linn. Soc.**, 82 (2), 93–119, 1981.
- Hibberd, D. J. Eustigmatophyceae. In: Marguhs, J., Corliss, J., Melkonian, M. e Chapman, J. (eds), **Handbook of Protocists. Jones & Bartlett**, Boston, M. A. 1988.
- Hirche, H. J. The cultivation of *Calanoides carinatus* Krayer (Copepoda: Calanoida) under different temperature and food conditions with a description of eggs and nauplii. **J. Mar. Biol. Assoc.** 60, 15– 125, 1980.
- Hirst, A. G. & Bunker, A, J. Growth in marine planktonic copepods: global rates and patterns in relation to chlorophyll *a*, temperature, and body weight. **Limnol. Oceanogr.** 48:1988–2010, 2003.
- Hopcroft, R. R. & Roff, J. C. Zooplankton growth rates: diet egg production in the copepod *Oithona*, *Euterpina* and *Corycaeus* from tropical waters, **J. Plankton Res.**, 223: 179-199, 1996.
- Hopcroft, R. R. & Roff, J. C. Zooplankton growth rates: the influence of size in nauplii of tropical marine copepods. **Mar. Biol.**, 32: 87-96, 1998.
- Hopkins, C. C. E. The relationship between maternal body size and clutch size, development time and egg mortality in *Euchaeta norvegica* (Copepoda: Calanoida) from Loch Etive, Scotland. **J Mar Biol Assoc.** 57:723–733. 491–503, 1977.
- Houde, S. E. L. & Roman, M. R. Effects of food quality on the functional ingestion response of the copepod *Acartia tonsa*. **Mar. Ecol.: Prog. Ser.** 40, 69– 77, 1987.

Hu, H.H. & Gao, K. S. H. Optimization of growth and fatty acid composition of a unicellular marine picoplankton, *Nannochloropsis* sp., with enriched carbon sources. **Biotechnol Lett**, 25:421–425, 2003.

Huntley, M. E. & Lopez, M. D. G. Temperature-dependent production of marine copepods: a global synthesis. **Am, Nat.** 140:201–242, 1992.

Huntley, M. E.; Ciminiello, P.; Lopez, M. D. G. Importance of food quality in determining development and survival of *Calanus pacificus* (Copepoda: Calanoida). **Mar. Biol.** 95, 103– 113, 1987.

Ianora, A. & Poulet, S. A. Egg viability in the copepod *Temora stylifera*. **Limnol Oceanogr** 38:1615–1626, 1993

Ianora, A.; Poulet, S. A.; Miralto, A. A comparative study of the inhibitory effect of diatoms on the reproductive biology of the copepod *Temora stylifera*. **Mar. Biol.** 121, 533– 539, 1995.

Ianora, A.; Poulet, S. A.; Miralto, A.; Grotoli, R. The diatom *Thalassiosira rotula* affects reproductive success in the copepod *Acartia clausi*. **Mar. Biol.** 125, 79– 286, 1996.

Igarashi, M. A . **Estudo sobre o cultivo de camarões marinhos**. Fortaleza: Edições Sebrae, 66p. 1995.

Irigoien, X., Harris, R. P., Verheye, H. M. Copepod hatching success in marine ecosystems with high diatom concentrations. **Nature**, 419, 387–389. 2002.

Izawa, K. **Life-history of *Caligus spinosus* (Yamaguti 1939), obtained from cultured yellow tail, *Seriola quinqueradiata* T & S (Crustacea: Caligoida)**. Rep. Fac. Fish. Prefect. Univ. Mie., 6: 127-157. 1969.

Jonasdottir, S. H. Effects of food quality on the reproductive success of *Acartia tonsa* and *Acartia hudsonica*: laboratory observations. **Mar. Biol.** 121:67–81. 1994.

Jussiak, M.P., Duszota, K., Mycielski, R. Intensive culture of *Chlorella vulgaris* as the second stage on biological purification of nitrogen industry wastewater. **Water Res.** 18, 1-7. 1984.

Kahan, D.; Uhlig, G.; Schwenzer, D.; Horowitz, L. A simple method for cultivating harpacticoid copepods and offering them to fish larvae. **Aquaculture**, 58: 45-54, 1981/1982.

Kaminski, S. M. & Montú, M. A. Produção de ovos dos copépodes costeiros *Acartia tonsa*, *Temora stylifera* e *Temora turbinata*, da praia do cassino – rio grande – RS. **Atlântica, Rio Grande**, 27(2): 103-111, 2005.

Kattner, G. & Krause, M. Changes in lipids during the development of *Calanus xnmarchicus* s.l. from copepodid I to adult. **Mar. Biol.** 96, 511-518, 1987.

KEMPF, M. A. plataforma continental de Pernambuco (Brasil): Nota preliminar sobre a natureza do fundo. **Trabs. Oceanog.**, Recife, v. 9/11, p. 111-124, 1967/69.

Kempf, M. Nota preliminar sobre os fundos costeiros da região de Itamaracá (Norte do Estado de Pernambuco, Brasil). **Trabs. Oceanog.**, 9/11, p. 95/110, 1970.

Kjørboe, T. Phytoplankton growth rate and nitrogen content: implications for feeding and fecundity in a herbivorous copepod. **Mar. Ecol., Prog. Ser.** 55, 29–234, 1989.

Kleppel, G. S.; Burkart, C. A.; Houchin, L.; Tomas, C. Egg production of the copepod *Acartia tonsa* in Florida Bay during summer: 1. **The roles of food environment and diet. Estuaries** 21, 328–339, 1998b.

Koenig, M. L.; Passavante, J. Z. O.; Bartolomeu, C. C.; Costa, K. M. P. O vinhoto no cultivo de microalgas. **Gayana**, 45, n. 1-4, p. 253 – 263, 1988.

Koenig, M. L.; Lacerda, S. R.; Bartolomeu, C. C.; Passavante, J. Z. O.; Costa, K. M. P. Cultivo em laboratório de *Tetraselmis chuii* e *Tetraselmis tetrahele* (Chlorophyceae) com fertilizantes orgânicos. **Arq. Biologia Technol.**, v. 33 n. 1, p. 91-103, 1990a.

Koski, M.; Klein Breteler, W.; Schogt, N. Effect of food quality on rate of growth and development of the pelagic copepod *Pseudocalanus elongatus* (Copepoda, Calanoida). **Mar. Ecol. Prog. Ser.** 170:169–187, 1998.

Koski M, Engström J, Viitasalo M. Reproduction and survival of the calanoid copepod *Eurytemora affinis* fed with toxic and non-toxic cyanobacteria. **Mar. Ecol. Prog. Ser.** 188:187–197, 1999.

Lajonchere, L. A. & Molejón, O.G.H. **Reproducción e larvicultura de peces marinos.** Recife: Aqüicultura Brasil. 110p.,1998.

Lam, R. K. & Frost, B. W. Model of copepod filtering response to changes in size and concentration of food. **Limnol. Oceanogr.** 21, 490–500, 1976.

Lee, R. F.; Nevenzel, J. C.; Lewis. A. G. Lipid changes during life cycle of marine copepod, *Euchaeta japonica* Marukawa. **Lipids**, 9: 891-898, 1974.

Lee,H.-W., Ban,S., Ando,Y., Ota,T. and Ikeda,T. Deleterious effect of diatom diets on egg production and hatching success in the marine copepod *Pseudocalanus newmani*. **Plankton Biol. Ecol.**, 46, 104–112, 1999.

Lira, L. **Geologia do Canal de Santa Cruz e praia submarina adjacente à Ilha de Itamaracá – PE.** Dissertação (Mestrado em Geociências), Universidade Federal do Rio Grande do Sul. Porto Alegre, RS. 107p. 1975.

- Lonsdale, D. J.; Cospser, E. M.; Kim, W. S.; Doall, M.; Divadeenam, A.; Jonasdottir, S. H. Food web interactions in the plankton of Long Island bays, with the preliminary observations on brown tide effects. **Mar. Ecol., Prog. Ser.** 134, 247– 263, 1996.
- Lubian, L. M., Montero, O., Moreno, G. I. *Nannochloropsis* (Eustigmatophyceae) as source of commercially valuable pigments. **J Appl Phycol** 12:249–255, 2002.
- Lubian, L. M., Montero, O., Moreno-garrido, I., Huertas, I. E., Sobrino, C., González-del valle, M., Pares, G. *Nannochloropsis* (Eustigmatophyceae) as source of commercially valuable pigments. **J. appl. Phycol.** 12: 249-255. 2000.
- Lubzens, E., Gibson, O., Zmora, O. Potential advantages of frozen algae (*Nannochloropsis* sp.) for rotifer (*Brachionus plicatilis*) culture. **J Aquaculture** 133:295–309. 1995.
- Macedo, S. J.; Flores-Montes, M. de J.; Lins, Y. C. Característica abiótica da área, In: Barros, Eskinazi-Leça; E. Macedo, S. J.; Lima, T. (Eds). **Gereciamento Participativo de Estuários e Manguezais**. Recife. Ed. Universitária da UFPE. p.7 -25. 2000.
- Magalhães, A.; Costa, R.M.; Liang, T.H.; Pereira, L.C.; Ribeiro, M.J.S.. Spatial and temporal distribution in density and biomass of two *Pseudodiaptomus* species (Copepoda: Calanoida) in the Caetés river estuary (Amazon, region – North of Brazil). **Braz. J. of Biology**, 66 (2): 421-430, 2006.
- Mann, K. H. e Lazier, J. R. Dynamic of marine ecosystems. Biological-physical interaction in the oceans. **Blacwell Science Publication**. 466 p., 1991.
- Manso, V. A. V; Lima Filho, M. F.; Lima, A. T. O.; Medeiros, A. B.; Pedrosa, F. J.; Martins, M. H.; Menezes, M. O. B.; Chaves, N. S.; Kater, K; Coutinho, P. N.; Lira, A. R. A.; Oliveira, L. A. Macrozoneamento do litoral de Pernambuco. Convênio, LGGM-DEMI-UFPE/CPRH. **Relatório técnico**, 45p., 1992.
- Martins, M. H. de A. **Caracterização morfológica e vulnerabilidade do litoral da Ilha de Itamaracá – PE**. Recife, Dissertação (Mestrado em Geociência) Universidade Federal de Pernambuco. 104p., 1997.
- Maestrini, S. Y.; Gonzalez-rodrigues, E. Relative yields of marine algae grown in heavily nutrient enriched seawater. **La Mer**. 21, n. 3, p. 1145-1150, 1983.
- Mauchline, J. The biology of calanoid copepods. In: Blaxter, J. H. S.; Southward, A. J.; Tyler, P. A. (Eds.). **Advances in Marine Biology**, Academic Press, London, 33. 710 pp., 1998.
- McEvoy, L. A.; Navarro, J. C.; Bell, J. G.; Sargent, J. R. Autoxidation of oil emulsions during the *Artemia* enrichment process. **Aquaculture** 134:101–112, 1995.

Mckinnon, A. D.; Duggan, S.; Nichols, P. D.; Rimmer, M. A.; Semmens, G. e Robino, B. The potential of paracalanid copepods as live feeds in aquaculture. **Aquac.**, 223: 89-106, 2003.

Medeiros, C. Q. **Circulation and mixing processes in the Itamaracá estuarine system, Brasil.** Columbia, Tese (Doutorado in Physiology), University of South Carolina. 131p., 1971

Medeiros, C.; B. Kjerfve; M. Araújo & S. Neumann-leitão. The Itamaracá Estuarine Ecosystem, Brazil, p.71-81. *In*: U. Seelinger, B. & Kjerfve (Eds.). **Ecological Studies**, 144. Coastal Marine Ecosystems of Latin America, Berlin, Springer-Verlag, 360p., 2001.

Medeiros, C. Q. & Kjerfve, B. Hidrology of a tropical estuarine system: Itamaracá, Brasil. Estuarine, **Costal and Shelf Science**. 36, p. 495-515, 1993.

Miller, C. B.; Huntley, M. E.; Brooks, E. R. Post-collection molting rates of planktonic marine copepods: measurement, applications, problems. **Limn. and Oceanogr.** 29, 1274-1289, 1984.

Miralto, A.; Ianora, A.; Poulet, S. A. Food type induces different reproductive responses in the copepod *Centropages typicus*. **J. Plankton Res.**, 17: 1521 e 1534, 1995.

Moreno-Garrido, I., Blasco, J., González-Delvalle, M., Lubián, L. M. Differences in Copper accumulation by the marine microalga *Nannochloropsis gaditana*, submitted to two different thermal treatments. **Ecotox. Environ. Rest.**, 1 (1), 43–47, 1998.

Müller-Navarra, D. C. Evidence that a highly unsaturated fatty acids limits *Daphnia* growth in nature. **Arch. Hydrobiol.** 132, 297– 307, 1995.

Mullin, M. M. Several factors affecting the feeding of marine copepods of the genus *Calanus*. **Limnol. Oceanogr.** 8 : 239-250, 1963.

Mullin, M. M. & Brooks, E. R. Growth and metabolism of two planktonic marine copepods as influenced by temperature and type of food. *In*: Steele, J.H. (Ed.), **Proceedings of the International Symposium on Marine Food Chains**, Aarhus, Denmark, 1968. Oliver & Boyd, Edinburgh, UK, pp. 74–95, 1970.

Nanton, D.A., Castell, J.D. The effects of dietary fatty acids on the fatty acid composition of the harpacticoid copepod, *Tisbe* sp., for use as a live food for marine fish larvae. **Aquac.** 163, 251–261, 1998.

Neumann-leitão, S. & Schwamborn, R. Interações tróficas do Canal de Santa Cruz. *In*: Barros, Eskinazi-Leça; E. Macedo, S. J.; Lima, T. (Eds). **Gereciamento Paticipativo de Estuários e Manguezais**. Recife. Ed. Universitária da UFPE. p.163 -180, 2000.

Nimer, E. **Pluviometria e recursos hídricos dos Estados de Pernambuco e Paraíba.** Rio de Janeiro, souren, 117p., 1979.

Nival, P. & Nival, S. Particle retention efficiencies of a herbivorous copepod, *Acartia clausi* (adult and copepodit stages): effects on grazing. **Limnol. Oceanogr.** 21, 24–38, 1976.

Nrc. Nacional Research Council (U.S). Committee on Animal Nutrition. 1. **Fishes - Nutrition - Requirements.** 2. Fishes - Feedings and feeds. Washington, DC.: National Acad. of Sci., 114p. 1993.

Oliveira, A. A. G.; Koenig, M. L. Crescimento exponencial de *Tetraselmis chuii* com fertilizantes orgânicos. **Arq. de Biol. e Tecn.** 27, n. 3, p. 293 - 298. 1984.

Oliveira, D. B. F. **Utilização de caldo de peixe em decomposição em culturas de microalgas.** EMPARN, Natal, 2 p., 1981

Oliveira, H. T. **Utilização de vinhaça como meio de cultura para *Chlorella vulgaris*.** São Carlos. 146 p. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Recursos Naturais) – Universidade Federal de São Carlos, 1988.

Ourisson, G.; Rohmer, M. Poralla, K. Prokaryotic hopanoids and other polyterpenoid sterol surrogates. **Annu Rev Microbiol** 41:301–333. 1987.

Paffenhöfer, G. A. Cultivation of *Calanus helgolandicus* under controlled conditions. **Helgol. Meeresunters.** 20, 346– 359. 1970.

Paffenhöfer, G. A. Grazing and ingestion rates of nauplii, copepodids and adults of the marine planktonic copepod *Calanus helgolandicus*. **Mar. Biol.** 11, 286–298. 1971.

Paffenhöfer, G.A. Feeding, growth, and food conversion of the marine planktonic copepod *Calanus helgolandicus*. **Limnol. Oceanogr.** 21, 39– 50. 1976.

Paffenhöfer, G. A. & Harris, R. P. Feeding, growth and reproduction of the marine planktonic copepod *Pseudocalanus elongatus* Boeck. **J. Mar. Biol. Assoc.** 56, 327– 344. 1976.

Paffenhöfer, G. A.; Bundy, M. H.; Lewis, K. D.; Metz, C. Rates of ingestion and their variability between individual copepods: direct observations. **J. Plankton Res.** 17, 1573–1585. 1995.

Payne, M. F.; Rippingale, R. J. e Cleary, J. J. Cultured copepods as food for West Australian dhufish (*Glaucosoma hebraicum*) and pink snapper (*Pagurus auratus*) larvae. **Aquac.**, 194: 137-150. 2001.

Pessoa, E.V.; Klein, V.L.M. Análise do valor protéico do rotífero *Brachionus plicatilis* submetido à diferentes dietas. In: **Congresso brasileiro de engenharia de pesca, 11. e congresso latino-americano de engenharia de pesca, 1.**, 1999, Olinda, PE. Anais. Olinda: Associação dos Engenheiros de Pesca de Pernambuco, 1. p.262- 268.1999.

Pereira, L. P. F. & Mercante, C. T. J. **A amônia nos sistemas de criação de peixes e seus efeitos sobre a qualidade da água. uma revisão.** B. Inst. Pesca, São Paulo, 31(1): 81 - 88, 2005.

Peterson, W. T. Development, growth, and survivorship of the copepod *Calanus marshallae* in the laboratory. **Mar. Ecol., Prog. Ser.** 29, 61– 72. 1986.

Peterson, W. T. & Bellantoni, D. C. Relationships between water-column stratification, phytoplankton cell size and copepod fecundity in Long Island Sound and off Central Chile. **S Afr J Mar Sci** 5:411–421. 1987.

Peterson, W. T. & Painting, S. J., Developmental rates of the copepods *Calanus australis* and *Calanoides carinatus* in the laboratory, with discussion of methods used for calculation of development time. **J. Plankton Res.** 12, 283– 293. 1990.

Peterson, W. T.; Tiselius, P.; Kiørboe, T. Copepod egg production, moulting and growth rates, and secondary production in the Skagerrak in August 1988. **J. Plankton Res.** 13, 131-154.1991.

Piedras, S. R. N. e Pouey, J. L. O. F. Alimentação de alevinos de peixe-rei (*Odontesthes bonariensis*) com dietas naturais e artificiais. **Ciência Rural**, 34, n. 4, julho, 2004.

Pinto, C. S. C; Souza-Santos, L. P.; Santos, P. J. P. Development and population dynamics of *Tisbe biminiensis* Copepoda: Harpacticoida/ reared on different diets **Aquac.** 198 253–267. 2001.

Pipes, W. O.; Gotaas, H. B. Utilization of organic matter by *Chlorella* grown in sewage. **Applied Microbiology**, 8, p.163-169, 1960.

Poulet, S. A. & Marsot, P. Chemosensory grazing by marine calanoid copepods (Arthropoda: Crustacea). **Science**, 200, 1403– 1405. 1978.

Poulet, S.A.; Ianora, A.; Miralto, A.; Meijer, L. Do diatoms arrest embryonic development in copepods?. **Mar. Ecol., Prog. Ser.** 79–86. 1994. 111 pp.

Poulet, S.A.; Laabir, M.; Ianora, A.; Miralto, A., Reproductive response of *Calanus helgolandicus*: I. Abnormal embryonic and naupliar development. **Mar. Ecol., Prog. Ser.** 129 (1995), pp. 85–95.

Prahl, F. G.; Eglinton, G.; Corner, E. D. S.; O'Hara, S. C. M.; Forsberg, T. E. V. Changes in plant lipids during passage through the gut of *Calanus*. **J. Mar. Biol. Assoc.** 64: 317–334. 1984.

Price, H. J. Feeding mechanisms in marine and freshwater zooplankton. **Bull. Mar. Sci.** 43, 327– 343, 1988.

Raymont, J. E. G. **Plankton and productivity in the oceans.** Pergamon Press, Oxford, 660 pp. 1963.

Rey, C.; Harris, R. P.; Irigoien, X.; Head, R.; Carlotti, F. Influence of algal diet on growth and ingestion of *Calanus helgolandicus* nauplii. **Mar. Ecol., Prog. Ser.** 216, 151– 165. 2001.

Ribeiro, A., C. B. **Cultivo em massa do copépodo bentônico *Tisbe biminiensis* (Harpacticoida) e sua utilização na larvicultura do camarão *Macrobrachium rosenbergii* (Palaemonidae)**. dissertação (Mestrado). Universidade Federal de Pernambuco 2005.

Robaldo, R. B. ; Pereira JR, J. ; Sampaio, L. A.; Kutter, V. ; Bianchini, A. . Ovoposição e desenvolvimento inicial de *Caligus* sp. (Copepoda: Caligidae) parasita de juvenis do linguado *Paralichthys orbignyanus* (Teleostei: Paralichthyidae) em cativeiro.. **Rev. Atlântica**, 24, n. 2, p. 85-88, 2002

Rodrigues, J. B. R. **Eficiência do crescimento da microalga *Chlorella minutissima* e sua aplicação em resíduos de suinocultura – valorização e tratamento**. São Carlos, Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais) – Universidade Federal de São Carlos. 2000. 118 p.

Rodulfo, B. R; MARMOL, N. H. R.; EMRALINO, G. A. Production of *Chlorella* in clarified effluent from hog manure biogas digester. **Phillipp J. Science**, v.109, p.51-58, 1980.

Roule, L. **Traité Raisonné de la Pisciculture et des Pêches**. Paris, Librairie J. - B. Bailliére et Fils, 734p. 1914.

Runge, J. A. & Plourde, S. **Fecundity characteristics of *Calanus finmarchicus* in coastal waters of eastern Canada**. *Ophelia*, 44, 171-187.1996.

Sánchez, S.; Martínez, M. E.; Espejo, M. T. Pacheco, R.; Espinola, F.; Hodaifa, G. Mixotrophic culture of *Chlorella pyrenoidosa* with olive-mill wastewater as the nutrient medium. **J. of Applied Phyc.** 13, p.443–449, 2001.

Santos, L. P. S.; Pastor, J. M. O.; Ferreira, N. G.; Costa, W. M.; Araújo-Castro, C. M. V.; Santos, P. J. P. Developing the harpacticoid copepod *Tisbe biminiensis* culture: testing for salinity tolerance, ration levels, presence of sediment and density dependent analyses, **Aquac. Res.** 37 pp. 1516–1523. 2006.

Sargent, J. R.; Gatten, R. R.; Corner, E. D. S.; Kilvington. C. C. On the nutrition and metabolism of zooplankton. **J. Mar. Biol. Assoc.** 57: 525-533. 1977.

Sars, G. O. **Copepoda Calanoida an account of the crustacea of norway with short description and figures of all the species**. 4. copepoda calanoida. Bergenmus., Bergen, p.1-171. 1903.

Schwamborn, S. H. L. **Dinâmica e organização trófica de assembléias de peixes associados aos prados de capim marinho (*Halodule wrightii*) de Itamaracá Pernambuco**. Tese (Doutorado em Geociências), Recife, Universidade Federal de Pernambuco. 2004.

Shioda, K. & Kittaka, J. Water quality of phyllosoma water. Proceedings of the Autumn. **Symp. on Aquac.** 1991. p. 446.

Schipp, G. R.; Bosmans, J. M. P.; Marshall, A. J. A method for hatchery culture of tropical calanoid copepods, *Acartia* spp. **Aquac.**, 174: 81-105. 1999.

Sieracki, M.E., D. Gifford, S. Gallager, C. Davis.1998. A *Chaetoceros socialis* Lauder patch on Georges Bank: Distribution, colony structure, and grazing losses. **Oceanography**. 11:30-35.

Simon, C. M. The culture of the diatom *Chaetoceros gracilis* and its use as a food for penaeid protozoal larvae. **Aquac.**14, p. 105–113. 1978.

Sipaúba-Tavares, L. H. **Limnologia aplicada à aquicultura**. Jaboticabal: FUNEP, 1995. (Boletim Técnico, 1).

Smith, L. L.; Fox, J. M.; Treece, G. D. Intensive algal culture techniques. In: MCVEY, J. P.(Ed.). **Hand Book of Mariculture, Crustacean Aquaculture**. CRC Press, Boca Raton, FL, p. 3–13. 1993.

Smith, S. L. & Lane, P. V. Z. Laboratory studies of the marine copepod *Centropages typicus*: egg production and development rates. **Mar. Biol.** 85, 153–162. 1985.

Starr, M.; Runge, J.A.; Therirault, J.-C. Effects of diatom diets on the reproduction of the planktonic copepod *Calanus finmarchicus*. **Sarsia** 84: 379-389, 1999.

Stoecker, D. K. & Sanders, N. K. Differential grazing by *Acartia tonsa* on a dinoflagellate and a tintinnid. **J. Plankton Res.** 7, 85– 100. 1985.

Støttrup, J. G. & Jensen, J. Influence of algal diet on feeding and egg-production of the calanoid copepod *Acartia tonsa* Dana. **J Exp Mar Biol Ecol** 141:87–105. 1990.

Tiago, G. G. **Aquicultura, meio ambiente e legislação**. E-book, São Paulo 2007.

Tiselius, P. Behavior of *Acartia tonsa* in patchy food environments **Limnol Oceanogr** 37:1640-1651. 1992.

Todd, W. L.; Mak, A. S.; Graham, N. G.; Ingrid, j. P.; Roger, C. P.;François, M. M. M. The First Cadmium Enzyme – Carbonic Anhydrase 2 from the marine diatom *Thalassiosira weissflogii*. **Science Highlight**. 2005.

- Travieso, L.; Benítez, F.; Sánchez, E.; Borja, R.; Martín, A.; Colmenarejo, M. F. Batch mixed culture of *Chlorella vulgaris* using settled and diluted piggery waste. **Ecol. Engineering**, 2006.
- Uye, S. I. Induction of reproductive failure in the planktonic copepod *Calanus pacificus* by diatoms. **Mar Ecol Prog Ser** 133:89–97. 1996.
- Uys, W. & Hecht, T. Evaluation and preparation of an optimal dry feed for the primary nursing of *Clarias garipineus* larvae (Pisces: Claridae). **Aquac.** 47, p.175-181, 1985.
- Verity, P. G.; Paffenhöfer, G. A. On assessment of prey ingestion by copepods. **J Plankton Res** 18:1767–1779, 1996.
- Véron B., Dauguet J. C., Billard C., 1998, Sterolic biomarkers in marine phytoplankton. II. Free and conjugated sterols of seven species used in mariculture , **J. Phycol.**, 34, 273–279.
- Vilela, M. H.; Bandarra, N. M. Ensaios de cultura do copépode marinho *Tigriopus brevicornis* Müller com microencapsulados e avaliação do valor nutritivo. **Ciência Biology Ecology System** 16(1/2): 131-138. 1996.
- Vilela, M. H. & Bandarra, N. M. **Cultivo de Copépodes, um alimento vivo essencial em piscicultura marinha**. Ipamar divulgação, 2002.
- Vilela, M. H. Mass culture and nutritional quality of the marine copepod *Trigriopus brevicornis* Müller. **Bol Inst. Nac. Invest. Pescas**, 17: 49-63. 1992
- Volkman, J. K. A review of sterol markers for marine and terrigenous organic matter. **Org. Geochem.** 9: 83-99.1986.
- Volkman, J. K. Sterols in microorganisms. **Appl Microbiol Biotechnol** 60:495–506. 2003.
- Watanabe, T.; Kitajima, C.; Fujita, S. Nutritional values of live organisms used in Japan for mass propagation of fish: a review. **Aquac.**, v.34, p.115–143, 1983.
- Webber, M. K. & Roff, J.C. Annual structure of the copepod community and its associated pelagic environment off Discovery Bay, **Jamaica, Mar. Biol.**, 123: 467-479. 1995.
- White, J. R. & Roman, M. R. Egg production by the calanoid copepod *Acartia tonsa* in the mesohaline Chesapeake Bay: the importance of food resources and temperature. **Mar. Ecol., Prog. Ser.** 86, 239– 249. 1992.
- Wong, M. H. & Lay, C. C. The comparison of soybean wastes using tea leaves and sewage sludge for growing *Chlorella pyrenoidosa*. **Environmental Pollution**, 23, p.247-259, 1980.

Wiadnyana, N. N. & Rassoulzadegan, F. Selective feeding of *Acartia clausi* and *Centropages typicus* on microzooplankton. **Mar. Ecol., Prog. Ser.** 53, 37– 45. 1989.

Yassen, S. T. **Méthode d'élevage de copépodes planctoniques au laboratoire (*Temora stylifera*, *Acartia clausi*). Estimation du taux de mortalité.** Annales de l'Institut Océanographique de Paris 57, 25– 132. 1981.

Zittelli, G. C.; Lavista, F.; Bastianini, A.; Rodolfi, L.; Vincenzini, M. & Tredici, M. R. Production of eicosapentaenoic acid by *Nannochloropsis* sp. cultures in outdoor tubular Photobioreactors. **J. Biotechnol.** 70: 299–312. 1999.

Zou, N. & Richmond, A. Effect of light-path length in outdoor flat plate reactors on output rate of cell mass and of EPA in *Nannochloropsis* sp. **J Biotechnol** 70:351–356. 1999.