

UFRRJ
INSTITUTO DE ZOOTECNIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM
ZOOTECNIA

DISSERTAÇÃO

Avaliação do efeito da salinidade e alimentação no desenvolvimento inicial em larvas de três espécies de caranguejos de importância econômica em laboratório.

Angélica Lago Carvalho

2010



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE ZOOTECNIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA**

Avaliação do efeito da salinidade e alimentação no desenvolvimento inicial em larvas de três espécies de caranguejos de importância econômica em laboratório.

ANGÉLICA LAGO CARVALHO

Sob a Orientação da Professora

Lidia Miyako Yoshii Oshiro

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, Área de Concentração em Produção Animal.

Seropédica, RJ
Agosto de 2010

595.386

C331a

T

Carvalho, Angélica Lago, 1972-

Avaliação do efeito da salinidade e alimentação no desenvolvimento inicial em larvas de três espécies de caranguejos de importância econômica em laboratório / Angélica Lago Carvalho - 2010.

72 f. : il.

Orientador: Lidia Miyako Yoshii Oshiro.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Curso de Pós-Graduação em Zootecnia.

Inclui bibliografia.

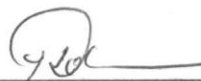
1. Caranguejo - Larva - Teses. 2. Caranguejo - Larva - Alimentos - Teses. 3. Caranguejo - Aspectos econômicos - Teses. 4. Alga como alimento - Teses. I. Oshiro, Lídia Miyako Yoshii, 1955-. II. Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Curso de Pós-Graduação em Zootecnia. III. Título.

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO
INSTITUTO DE ZOOTECNIA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ZOOTECNIA**

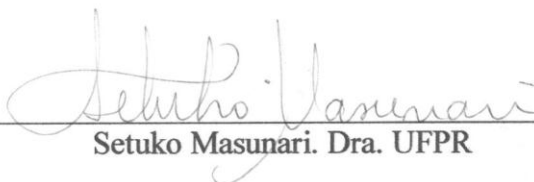
ANGÉLICA LAGO CARVALHO

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências** no Programa de Pós-Graduação em Zootecnia, área de Concentração em Produção Animal.

DISSERTAÇÃO APROVADA EM 02/09/2010



Lídia Miyako Yoshii Oshiro. Dra. UFRRJ
(Orientador)



Setuko Masunari. Dra. UFPR



Sérgio Luiz Costa Bonecker. Dr. UFRJ

*“Embora ninguém possa voltar atrás e fazer um novo começo,
qualquer um pode começar agora e fazer um novo fim”.*

(Chico Xavier)

AGRADECIMENTOS

Ao meu marido Roberto, que é o maior responsável por mais essa vitória, que entendeu minha ausência, aguentou meus “ataques histéricos” e minhas ansiedades com todo seu amor, carinho, dedicação e muita paciência;

A minha mãe e aos meus pais pelos “paitrocínios”, pelo apoio e carinho durante todo o período;

Ao nosso fiel amigo, Biril, que nos momentos difíceis nos contagiava com sua alegria, nos proporcionando momentos de descontração com suas brincadeiras;

A todos da nossa família que sempre torceram pela nossa vitória;

A Prof^a. Dr^a. Lidia Miyako Yoshii Oshiro pela orientação e paciência;

As grandes amigas Andrea e Thais, pelas críticas e sugestões, pelos longos debates e pelo empréstimo dos ouvidos nos momentos mais difíceis;

A Michelle e Helaine, pelas conversas durante os lanches e almoços no período de experimento;

Aos estagiários Ana Paula, Régis e Felipe que tiveram uma grande participação nesse trabalho;

Aos funcionários Sr. Casemiro (aposentado), Sr. Josequias e Sra. Cristiane pelos “socorros” prestados durante os apagões de Itacuruçá e pelas longas conversas;

A pesquisadora Luzia Triani da FIPERJ pela dedicação no cultivo das microalgas e rotíferos utilizados nos experimentos;

As amigas Renata e Theany, pela amizade e carinho em todos os momentos;

Ao Prof. Dr. Marcos Aguiar pelo apoio, parceria e pelos “churrascos” que nos proporcionaram vários momentos de descontração;

Ao Msc. Alexandre Becker, pela atenção durante a visita as instalações do GIA – Grupo Integrado de Aqüicultura e Estudos Ambientais, da Universidade Federal do Paraná.

Muito obrigada a todos.

RESUMO GERAL

CARVALHO, Angélica Lago. **Avaliação do efeito da salinidade e alimentação no desenvolvimento inicial em larvas de três espécies de caranguejos de importância econômica em laboratório.** 2010. 61 p. Dissertação (Mestrado em Zootecnia). Instituto de Zootecnia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2010.

O presente estudo teve como objetivo fornecer informações que possam auxiliar na viabilização da larvicultura de três espécies de caranguejos explorados comercialmente no Brasil. Primeiramente foi avaliada a influência da salinidade sobre a sobrevivência das larvas de *U. cordatus*, *C. guanhumi* e *G. cruentata* no estágio inicial de desenvolvimento, e posteriormente a influência da alimentação no desenvolvimento inicial das larvas de *U. cordatus*, em laboratório. As fêmeas ovígeras utilizadas para obtenção das larvas de *U. cordatus* e *C. guanhumi* foram coletadas no manguezal de Barra de Guaratiba – RJ e as fêmeas de *G. cruentata* no manguezal de Itacuruçá. Na primeira etapa do estudo foi avaliada a influência de diferentes níveis de salinidade durante o desenvolvimento inicial, em relação à porcentagem e o tempo de sobrevivência das larvas na ausência de alimento. A sobrevivência das larvas de *U. cordatus* não foi influenciada pelos níveis de salinidade testadas, porém a porcentagem de muda para a fase de zoea II apresentou diferença significativa entre os tratamentos, sendo obtido o melhor resultado na salinidade 28. Para as larvas de *C. guanhumi* e *G. cruentata* foi observada que a sobrevivência foi afetada pelos diferentes níveis de salinidade, sendo obtido melhores resultados em salinidades 25 e 33, respectivamente. Em relação ao período sem alimento, foi observado que a reserva nutricional não é suficiente para o completo desenvolvimento das larvas, pois ocorreu mortalidade total das larvas em todas as espécies, antes da metamorfose para megalopa. Na segunda etapa foram testados quatro tipos de alimento na fase inicial de desenvolvimento das larvas de *U. cordatus*, verificando-se que a alimentação influenciou tanto a sobrevivência quanto o desenvolvimento larval. A melhor sobrevivência foi obtida no tratamento em que foi administrada a microalga *Nannochloropsis oculata* e as melhores taxas de muda foram obtidas em três tratamentos, com *Nannochloropsis oculata*; com *Tetraselmis chuii* e com rotíferos, *Brachionus plicatilis*.

Palavras-chave: Larvas; *Ucides cordatus*; *Cardisoma guanhumi*; *Goniopsis cruentata*.

ABSTRACT

CARVALHO, Angélica Lago. **The effect of salinity and feeding on the initial larvae development of three crabs species with economic importance in the laboratory.** 2010. 61 p. Dissertation (Master in Animal Science). Instituto de Zootecnia, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2010.

The present study aimed to provide information about the larval rearing of three species commercially harvested crabs in Brazil. Foremost was evaluated the influence of salinity on larval survival of *U. cordatus*, *C. guanhumi* and *G. cruentata* early stage of development, and subsequently the influence of diet on the early development of larvae of *U. cordatus* in laboratory. The ovigerous females used to obtain larvae of *U. cordatus* and *C. guanhumi* were collected in Barra de Guaratiba's (RJ) mangrove and the females of *G. cruentata* in Itacuruçá's mangrove. In the first stage was evaluated the influence of different salinity levels during early development in relation to the percentage and the survival time of larvae in the absence of food. The survival of larvae of *U. cordatus* was not affected by salinity levels tested, but the percentage of molt to the zoea II stage showed significant differences between treatments, the best result in salinity 28. For the larvae of *C. guanhumi* and *G. cruentata* was observed that survival was affected by different salinity levels, and had better results in salinity 25 and 33, respectively. For the period without food, it was observed that the nutritional reserve is not sufficient for complete development of larvae, in all species occurred total mortality of larvae prior to metamorphosis to megalopa. In the second stage four types of food were tested in the early development of *U. cordatus* larvae, it was observed that food influenced both the survival and larval development, with better survival in the treatment that was administered microalgae *Nannochloropsis oculata* and the best rates of molt were obtained in three treatments, *N. oculata*, *Tetraselmis chuii* and rotifers, *Brachionus plicatilis*.

Keywords: Larvae; *Ucides cordatus*; *Cardisoma guanhumi*; *Goniopsis cruentata*.

LISTA DE FIGURAS

Capítulo I - Influência da salinidade no desenvolvimento inicial em larvas de três espécies de caranguejos de importância econômica.

Figura 1 -	Fêmeas ovígeras: A) <i>U. cordatus</i> e B) <i>C. guanhumi</i>	11
Figura 2 -	<i>C. guanhumi</i> nos tanques de eclosão	11
Figura 3 -	<i>U. cordatus</i> . Desenho esquemático de oito estágios embrionários ressaltando as principais estruturas embrionárias (a ₁ = antênula; a ₂ = antena; ab = abdome; er = espinho rostral; lo = lobo óptico pigmentado; mb = mandíbula; rmx = rudimento da maxila e maxílula; mp ₂ a mp ₃ = maxilípedes 1 a 3; pta = processo torácico-abdominal) (Fonte: PINHEIRO e FISCARELLI, 2001).....	12
Figura 4 -	A) Coleta das larvas e B) Experimento individual	13
Figura 5 -	A) filtro mecânico e B) filtro biológico e UV	13
Figura 6 -	Sobrevivência larval de <i>U. cordatus</i> , submetida a 3 tratamentos com diferentes salinidades (T1 – salinidade 25, T2 - salinidade 28 e T3 – salinidade 33), ao longo de todo o experimento	17
Figura 7 -	Porcentagem dos estádios de desenvolvimento larval de <i>U. cordatus</i> submetido a diferentes salinidades (T1 – salinidade 25, T2 - salinidade 28 e T3 – salinidade 33)	19
Figura 8 -	Sobrevivência larval de <i>C. guanhumi</i> , submetida a 3 tratamentos com diferentes salinidades (T1 – salinidade 25, T2 - salinidade 28 e T3 – salinidade 33)	22
Figura 9 -	Sobrevivência larval de <i>C. guanhumi</i> , submetida a diferentes tratamentos: A) Trat. 1 – salinidade 25 e Trat. 2 – salinidade 28 e B) Trat. 1 – salinidade 25 e Trat. 3 – salinidade 33	23
Figura 10 -	Sobrevivência larval de <i>C. guanhumi</i> , submetida a Trat. 2 – salinidade 28 e Trat. 3 – salinidade 33	23
Figura 11 -	Sobrevivência larval de <i>G. cruentata</i> , submetida a 3 tratamentos com diferentes salinidades (T1 – salinidade 25, T2 - salinidade 28 e T3 – salinidade 33	26
Figura 12 -	Sobrevivência larval de <i>G. cruentata</i> , submetida a diferentes tratamentos: A) Trat. 2 – salinidade 28 e Trat. 3 – salinidade 33 e B). Trat. 1 – salinidade 23 e Trat. 2 – salinidade 28	26

Capítulo II - Influência da alimentação no desenvolvimento inicial em larvas de *Ucides cordatus* (Decapoda: Ucididae) em laboratório.

Figura 1 -	Fêmea ovígera de <i>U. cordatus</i> no aquário de eclosão	44
Figura 2 -	<i>U. cordatus</i> . Desenho esquemático de oito estágios embrionários ressaltando as principais estruturas embrionárias (a ₁ = antênula; a ₂ = antena; ab = abdome; er = espinho rostral; lo = lobo óptico pigmentado; mb = mandíbula; rmx = rudimento da maxila e maxílula; mp ₂ a mp ₃ = maxilípedes 1 a 3; pta = processo torácico-abdominal) (Fonte: PINHEIRO e FISCARELLI, 2001)	45
Figura 3 -	Experimento de alimentação das larvas de <i>U. cordatus</i> , sem o revestimento de plástico preto	46
Figura 4 -	Material utilizado na coleta das larvas para a montagem do experimento	46
Figura 5 -	A) filtro mecânico e B) filtro biológico	47
Figura 6 -	Variação diária das temperaturas do ar e da água registrados durante o período experimental	48
Figura 7 -	Larva morta de <i>U. cordatus</i> com grumos de microalga	50
Figura 8 -	Sobrevivência larval de <i>U. cordatus</i> , submetida a 5 tratamentos: T1 – <i>Nannochloropsis oculata</i> .; T2 - <i>Tetraselmis chuii</i> ; T3 – <i>Chaetoceros sp.</i> ; T4 – rotífero, <i>Brachionus plicatilis</i> e T5 – grupo controle	50
Figura 9 -	Porcentagem de estádios de desenvolvimento larval de <i>U. cordatus</i> com 4 dias de cultivo experimental, nos diferentes tratamentos: T1 – <i>Nannochloropsis oculata</i> .; T2 - <i>Tetraselmis chuii</i> ; T3 – <i>Chaetoceros sp.</i> ; T4 - rotíferos <i>Brachionus plicatilis</i> e T5 – grupo controle	53
Figura 10 -	Porcentagem de estádios de desenvolvimento das larvas de <i>U. cordatus</i> com 6 dias de cultivo experimental, nos diferentes tratamentos: T1 – <i>Nannochloropsis oculata</i> .; T2 - <i>Tetraselmis chuii</i> ; T3 – <i>Chaetoceros sp.</i> ; T4 - rotíferos <i>Brachionus plicatilis</i> e T5 – grupo controle	54

LISTA DE TABELAS

Capítulo I - Influência da salinidade no desenvolvimento inicial em larvas de três espécies de caranguejos de importância econômica.

Tabela 1	- Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e $IC_{(95\%)}$ para a Salinidade 25, no cultivo experimental de larvas de <i>U. cordatus</i>	15
Tabela 2	- Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e $IC_{(95\%)}$ para a Salinidade 28, no cultivo experimental de larvas de <i>U. cordatus</i>	16
Tabela 3	- Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e $IC_{(95\%)}$ para a Salinidade 33, no cultivo experimental de larvas de <i>U. cordatus</i>	16
Tabela 4	- Comparação da sobrevivência das larvas de <i>U. cordatus</i> submetidas a três diferentes tratamentos, através da análise de sobrevivência	17
Tabela 5	- Frequência e porcentagem dos estádios de desenvolvimento larval de <i>U. cordatus</i> entre os 3 tratamentos	18
Tabela 6	- Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e $IC_{(95\%)}$ para a Salinidade 25, no cultivo experimental de larvas de <i>C. guanhumi</i>	20
Tabela 7	- Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e $IC_{(95\%)}$ para a Salinidade 28, no cultivo experimental de larvas de <i>C. guanhumi</i>	20
Tabela 8	- Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e $IC_{(95\%)}$ para a Salinidade 33, no cultivo experimental de larvas de <i>C. guanhumi</i>	21
Tabela 9	- Comparação através da análise de sobrevivência, das larvas de <i>C. guanhumi</i> submetidas a três diferentes tratamentos até 7º dia de cultivo experimental	22
Tabela 10-	- Comparação através da análise de sobrevivência, das larvas de <i>C. guanhumi</i> submetidas a três diferentes tratamentos, durante todo período experimental	22
Tabela 11-	- Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e $IC_{(95\%)}$ para a Salinidade 23, no cultivo experimental de larvas de <i>G. cruentata</i> ...	24
Tabela 12-	- Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e $IC_{(95\%)}$ para a Salinidade 28, no cultivo experimental de larvas de <i>G. cruentata</i>	25
Tabela 13-	- Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e $IC_{(95\%)}$ para a Salinidade 33 no cultivo experimental de larvas de <i>G. cruentata</i>	25
Tabela 14-	- Comparação através da análise de sobrevivência, das larvas de <i>G. cruentata</i> submetidas a três diferentes tratamentos	26

Capítulo II - Influência da alimentação no desenvolvimento inicial em larvas de *U. cordatus* (Decapoda: Ucididae), em laboratório.

Tabela 1 - Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e $IC_{(95\%)}$ para o tratamento T5 (controle) no cultivo experimental de larvas de <i>U. cordatus</i>	48
Tabela 2 - Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e $IC_{(95\%)}$ para os tratamentos T1, T2, T3 e T4, no cultivo experimental de larvas de <i>U. cordatus</i>	49
Tabela 3 - Comparação através da análise de sobrevivência, das larvas de <i>U. cordatus</i> submetidas a diferentes tratamentos, até o 6º dia	51
Tabela 4 - Número e percentual de estádios de desenvolvimento das larvas de <i>U. cordatus</i> com 4 dias de cultivo experimental	53
Tabela 5 - Número e percentual de estádios de desenvolvimento das larvas de <i>U. cordatus</i> com 6 dias de cultivo experimental	54

SUMÁRIO

Agradecimentos	v
Resumo	vi
Abstract	vii
Lista de Figuras	viii
Lista de Tabelas	x
Introdução Geral	1

Capítulo I - Influência da salinidade no desenvolvimento inicial em larvas de três espécies de caranguejos de importância econômica.....

Resumo	3
Abstract	4
1 Introdução	5
2 Revisão de Literatura	7
2.1 Distribuição geográfica e importância econômica	7
2.2 Aspectos da biologia reprodutiva	7
2.3 Ritmo de eclosão e desenvolvimento pós-embriônico	8
2.4 Influência dos fatores abióticos no desenvolvimento larval	9
3 Materiais e métodos	11
3.1 Coleta das fêmeas	11
3.2 Experimento	12
3.3 Análise estatística	14
4 Resultados e discussão	15
4.1 <i>Ucides cordatus</i>	15
4.2 <i>Cardisoma guanhumi</i>	19
4.3 <i>Goniopsis cruentata</i>	24
5 Conclusão	28
6 Referências Bibliográficas	29

Capítulo II - Influência da alimentação no desenvolvimento inicial em larvas de *U. cordatus* (Decapoda: Ucidiidae), em laboratório

Resumo	38
Abstract	39
1 Introdução	40
2 Revisão de Literatura	42
3 Materiais e métodos	44
3.1 Coleta das fêmeas	44
3.2 Experimento	45
3.3 Análise estatística	47
4 Resultados e discussão	48
5 Conclusões	56
6 Considerações finais	57
7 Referências Bibliográficas	58

INTRODUÇÃO GERAL

No Brasil existem três espécies de caranguejos habitantes de manguezais, que são considerados importantes comercialmente e utilizados para o consumo humano nas regiões litorâneas: *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763), *Cardisoma guanhumi* Latreille, 1825 e *Goniopsis cruentata* (Latreille, 1803). Dentre essas espécies, *U. cordatus* e *C. guanhumi* possuem portarias para o período de defeso, mas *G. cruentata*, por ser uma espécie comercializada apenas na região Nordeste, não dispõe de portaria para a sua proteção.

As populações dessas três espécies, devido à importância comercial na maioria dos manguezais do Brasil, têm sido ameaçadas devido à captura excessiva e uma grande parte devido à degradação ambiental, seja devido à poluição urbana, industrial e devastação dos manguezais para diversos usos.

Portanto, a vulnerabilidade em que essas populações se encontram, demonstram a necessidade de estudos que viabilizem as técnicas de manejo e conservação dessas espécies, mais especificamente a reestocagem e ou repovoamento das áreas afetadas, com indivíduos juvenis, uma vez que a produção desses animais em cativeiro não é recomendada. Entretanto, a larvicultura em massa dessas espécies ainda não é uma atividade frequente, pois apenas *U. cordatus* apresenta alguns estudos experimentais para a criação de larvas e alguns trabalhos publicados, mas *C. guanhumi* possui alguns conhecimentos em dissertações e teses, mas informações que não se encontram publicados e *G. cruentata*, não possui ainda a descrição completa de todos os seus estádios larvais.

Assim, o presente estudo teve como objetivo avaliar em laboratório fatores como a salinidade e alimentação no desenvolvimento inicial de larvas dessas espécies comercialmente exploradas, na expectativa dos resultados virem a contribuir para o cultivo em massa de larvas, possibilitando a obtenção de juvenis em laboratório, para fins de repovoamento e a reestocagem do ambiente natural.

As referências bibliográficas desta seção e as conclusões gerais estão apresentadas ao final do trabalho. Os resultados dos estudos serão apresentados e discutidos em dois capítulos, com as referências bibliográficas pertinentes:

Capítulo I: Influência da salinidade no desenvolvimento inicial em larvas de três espécies de caranguejos de importância econômica.

Capítulo II: Influência da alimentação no desenvolvimento inicial em larvas de *Ucides cordatus* (Decapoda: Ucididae) em laboratório.

CAPÍTULO I

Influência da salinidade no desenvolvimento inicial em larvas de três espécies de caranguejos de importância econômica.

RESUMO

O objetivo do presente estudo foi avaliar em laboratório, a influência de diferentes níveis de salinidade no desenvolvimento inicial em larvas de três espécies de caranguejos de importância econômica: *U. cordatus*, *C. guanhumi* e *G. cruentata*. As fêmeas ovígeras de *U. cordatus* e *C. guanhumi* foram capturadas pelos caranguejeiros no manguezal de Barra de Guaratiba – RJ e aquelas de *G. cruentata* foram coletadas no manguezal de Itacuruçá. As fêmeas coletadas foram levadas para o laboratório da Estação de Biologia Marinha da UFRRJ, em Itacuruçá – RJ, onde permaneceram até a eclosão das larvas. Os tratamentos consistiram de 3 diferentes níveis de salinidade: Tratamento 1 - salinidade 25; Tratamento 2 - salinidade 28 e Tratamento 3 - salinidade 33, para as espécies de *U. cordatus* e *C. guanhumi* e para *G. cruentata* os tratamentos foram: Tratamento 1 - salinidade 23; Tratamento 2 - salinidade 28 e Tratamento 3 - salinidade 33. Os resultados obtidos para as larvas de *U. cordatus*, demonstraram que salinidades de 25, 28 e 33 não apresentaram diferenças significativas quanto à sobrevivência na fase inicial, no entanto influenciou a percentagem de muda do estágio zoea I para o zoea II, pois as larvas cultivadas em salinidade 28 apresentaram 39,13% de muda, e para as salinidades 25 e 33 foram obtidos 18,18% e 9,52%, respectivamente. A salinidade demonstrou influenciar a sobrevivência das larvas de *C. guanhumi* e de *G. cruentata*, sendo os melhores resultados a salinidade 25 e salinidade 33, respectivamente. Para as larvas de *U. cordatus* a mortalidade aumentou a partir do 5º dia após a eclosão, já para as larvas de *C. guanhumi* a sobrevivência se manteve estável até o 7º dia de cultivo com uma sobrevivência média de 97% entre os tratamentos e para as larvas de *G. cruentata*, a sobrevivência das larvas em salinidade 33 foi de 72% no 7º dia de cultivo.

Palavras-chave: Larvas; *Ucides cordatus*; *Cardisoma guanhumi*; *Goniopsis cruentata*.

ABSTRACT

The aim of this study was to evaluate in laboratory, the influence of different salinity levels in the early development larvae of three crabs species of economic importance: *U. cordatus*, *C. guanhumi* and *G. cruentata*. Ovigerous females of *U. cordatus* and *C. guanhumi* were caught by crab collectors in the mangrove at Barra Guaratiba - RJ and those of *G. cruentata* were collected in the mangrove at Itacuruçá. Females collected were taken to the laboratory of Marine Biology Station of UFRRJ in Itacuruçá - RJ, where they remained until the hatching of the larvae. The experimental treatments consisted of three different levels of salinity: treatment 1 - 25 salinity; Treatment 2 - 28 salinity and Treatment 3 - 33 salinity, for *U. cordatus* and *C. guanhumi* and *G. cruentata* treatments were: Treatment 1 - 23 salinity; Treatment 2 - 28 salinity - salinity 33. The results obtained for larvae of *U. cordatus* showed that salinities of 25, 28 and 33 did not present significant differences in survival in early stage, however they were influenced the percentage of molts from stage zoea I to zoea II, for larvae reared in salinity 28 had 39,13% of molt, and for salinities 25 and 33 were obtained 18,18% and 9,52%, respectively. The salinity influenced the survival of *C. guanhumi* and *G. cruentata* larvae, and the best results were at salinity 25 and 33, respectively. For the *U. cordatus* larvae mortality increased from the 5th day after hatching, while for the larvae of *C. guanhumi* survival remained stable until the 7th day of rearing with a median survival of 97% between the treatments and for *G. cruentata* larvae, the survival of larvae was 72% at salinity 33 on 7th day of rearing.

Keywords: Larvae; *Ucides cordatus*; *Cardisoma guanhumi*; *Goniopsis cruentata*.

1 INTRODUÇÃO

O manguezal é considerado um berçário natural, onde se encontra uma vasta biodiversidade, devido ao ambiente propício para a reprodução e alimentação de várias espécies (KJERFVE e LACERDA, 1993; KATHIRESAN e BINGHAM, 2001, ARAÚJO, 2007). Os crustáceos estão entre os organismos mais característicos do manguezal, contribuindo para a sustentação dessas áreas, através da ciclagem de nutrientes, devido ao seu hábito alimentar, a escavação de tocas, e também por fazerem parte da cadeia alimentar de outras espécies pertencentes a esse ecossistema (CRANE, 1975; AVELINE, 1980; ROBERTSON, 1991).

Os caranguejos estuarinos possuem importante participação na zonação das plantas, devido à predação diferencial das sementes, auxiliando na manutenção dos manguezais (SMITH, 1987). Além da importância ecológica, algumas espécies de caranguejos de manguezais têm recebido atenção de pesquisadores devido à sua importância econômica, pois são coletadas e comercializadas, sendo consumidas pelo homem. Dentre essas espécies, podem ser citadas para o Brasil *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) e *Cardisoma guanhumi* Latreille, 1825 (SCHAEFFER-NOVELLI, 1995) e a espécie *Goniopsis cruentata* (Latreille, 1803), que são capturadas nos estuários de Pernambuco, na região Nordeste, constituindo uma fonte de renda para as populações ribeirinhas (MOURA e COELHO, 2004). Estas espécies também vêm sendo utilizadas para uso medicinal, artesanal e lúdico (COSTA-NETO e LIMA, 2000).

Machado (2007), afirma que os caranguejos no Pará fazem parte da culinária local, sendo fonte de alimento para os habitantes de regiões litorâneas, e com o aumento da demanda pela carne de caranguejo, a coleta desses animais têm se tornado maior.

Com base nos dados descritos pelo IBAMA (1994) a captura em áreas de exploração comercial permitiu observar uma redução do número de indivíduos do caranguejo Uçá, esta redução também foi observada por Alves e Nishida (2002), em uma área de manguezal situada no estuário do rio Mamanguape no estado da Paraíba. O mesmo vem ocorrendo no estado do Ceará, havendo necessidade do abastecimento de caranguejos vindos dos estados do Maranhão, Piauí e Rio Grande do Norte (OGAWA et al., 2008). Nishida (2000) ressalta que a diminuição do estoque de *U. cordatus* na Paraíba além de causarem problemas de níveis sociais tem colocado em risco o estoque de outras espécies como *C. guanhumi* e *G. cruentata* que, antes era pouco explorado.

A coleta do caranguejo pode ser feita pela técnica do braceamento ou tapeamento e alguns catadores utilizam a ratoeira, foice ou redinha. O uso da redinha pode causar danos ambientais, pois para sua fixação, utilizam-se raízes de *Rhizophora mangle* (Linnaeus) e segundo os catadores o período da baixa-mar não é suficiente para a coleta de todas as redes, o que pode ocasionar a morte dos caranguejos e, além disso, apresenta baixa seletividade, pois pode aprisionar os indivíduos jovens (BARBOZA et al., 2008; BOTELHO et al., 2000). Assim, supõe-se que fatores como a alta demanda comercial e a dificuldade de recolhimento das redes, venham a influenciar a estrutura populacional, bem como a capacidade reprodutiva dos caranguejos.

As Portarias IBAMA nº 124, de 25 de setembro de 2002, e nº 034 /03-N, de 24 de junho de 2003, proíbem anualmente a captura e comercialização de animais, respectivamente, no Sudeste-Sul, e no Norte-Nordeste, durante alguns períodos do ano. A primeira proíbe as capturas de machos e fêmeas no período de 1º de outubro a 30 de novembro, e somente de fêmeas, entre 1º e 31 de dezembro. A segunda proíbe a coleta de fêmeas entre 1º de dezembro e 31 de maio. Sendo assim, quando na proibição da captura somente de fêmeas, mesmo sendo por um período curto, pode ocasionar uma maior captura dos machos, ocasionando a redução

do número destes animais em seu habitat, além da redução do seu tamanho, o que pode vir a desestruturar a população, influenciando na capacidade reprodutiva dos caranguejos. Jablonski et al. (*no prelo*) relata que o período de defeso pode ser visto como forma precautória, porém em termos sociais, seja provável que devido ao número reduzido de catadores registrados e, com isso habilitados a receberem seguro-desemprego, segundo a Lei nº 10.779, de 25 de novembro de 2003, a atividade de captura seja realizada durante os meses de defeso, na baía da Guanabara – RJ.

Diante de uma demanda comercial cada vez maior, a capacidade reprodutiva não consegue suprir as demandas e o repovoamento das espécies é prejudicado.

O período reprodutivo de *U. cordatus* (PINHEIRO e FRANSOZO, 2002); *C. guanhumi* (BOTELHO et al., 2001) e *G. cruentata* (SILVA e OSHIRO, 2002a) é do tipo sazonal. Portanto, apresentam reprodução somente numa determinada época do ano, o que contribui com baixa taxa de reposição natural para essas espécies. Outro fator que pode influenciar na reposição natural, de acordo com Negreiros-Fransozo et al. (1992) e Costa e Negreiros-Fransozo (1996), seria a ocorrência de alta predação das larvas no ambiente natural, reduzindo o número de indivíduos que chegam à fase juvenil.

Embora a permanência das larvas no estuário tenha a vantagem de oferecer maior disponibilidade de alimento, estas ficam mais expostas aos efeitos antrópicos e à predação. Morgan e Christy (1997), afirmam que uma adaptação dos caranguejos semiterrestres para minimizar a predação das larvas, seria o fenômeno da liberação larval, que ocorre geralmente durante o período noturno, uma vez que a maioria das espécies predadoras apresenta comportamento diurno.

O desenvolvimento larval ocorre em ambientes pelágicos, com períodos variados (dias ou semanas), de acordo com a espécie. As larvas, após a eclosão ficam expostas aos fatores abióticos, como a temperatura, a salinidade, pH, ciclos de marés, correntes marinhas, e aos fatores bióticos como, a disponibilidade de alimento (FERNANDES et al., 2002; SIMITH e DIELE, 2008).

Ao contrário dos caranguejos juvenis e adultos de hábitos estuarinos e semiterrestres, as larvas na fase de zoea, na sua maioria, são sensíveis às variações de salinidade (SASTRY, 1983; CHARMANTIER, 1998; CHAMANTIER et al., 2002). Com isso, a dispersão das larvas para águas costeiras, permite minimizar as limitações fisiológicas relacionadas aos fatores abióticos encontrados nas áreas de estuário, como a variação de salinidade (SANTAROSA-FREIRE, 1998).

A salinidade pode afetar o desenvolvimento larval dos crustáceos (PINHEIRO e FRANSOZO, 1994) e a sobrevivência das larvas (DIELE e SIMITH, 2006). Assim, estudos experimentais em laboratório podem vir a contribuir para um melhor conhecimento da influência desse fator sobre o desenvolvimento das larvas de crustáceos.

Diante dos problemas como a sobrepesca e a degradação das áreas de manguezais, devido aos altos níveis de poluição por lançamento de esgoto *in natura*, vazamento de óleo de embarcações e acidentes como o derramamento de óleo nas águas costeiras e também à ação do desmatamento, que ameaçam os estoques naturais desses caranguejos, verifica-se a necessidade de estudos experimentais para a obtenção de informações, que possibilitem a viabilização da larvicultura em laboratório. Esses conhecimentos são de extrema importância para possibilitar a viabilização de técnicas de manejo e preservação dessas espécies, para futuros trabalhos de repovoamento e re-estocagem.

Neste sentido, o objetivo do presente estudo foi avaliar em laboratório, os níveis de salinidade no desenvolvimento inicial das larvas de caranguejos de importância econômica, *U. cordatus*, *C. guanhumi* e *G. cruentata*, para contribuir para a ampliação de conhecimentos sobre os fatores abióticos, que afetam o desenvolvimento larval dessas espécies.

2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Distribuição geográfica e importância econômica

Dentre os caranguejos da infraordem Brachyura, habitantes de manguezais, são encontradas três espécies no Brasil, que apresentam importância econômica: *U. cordatus*, *C. guanhumi* e *G. cruentata*.

A espécie *U. cordatus* pertence atualmente à família Ucididae (NG et al., 2008) e possui ampla distribuição geográfica, sendo encontrada desde a Flórida no Atlântico Ocidental ao sul do Brasil (Santa Catarina) (MELO, 1996). É uma espécie de grande importância econômica, sendo consumido em várias regiões litorâneas brasileiras (HATTORI e PINHEIRO, 2003).

C. guanhumi pertence à família Gecarcinidae e possui ampla distribuição geográfica ocorrendo desde a Flórida (EUA), Bermudas, Golfo do México, América Central até a Costa Atlântica da América do Sul (MELO, 1996). No Brasil, a espécie é encontrada do Ceará a Santa Catarina (BRANCO, 1991). Esta espécie se caracteriza como um importante recurso pesqueiro em toda sua área de ocorrência (MENDES, 2004).

G. cruentata se destaca por seu valor econômico nos estuários de Pernambuco, na Região Nordeste onde é uma espécie abundante, constituindo uma fonte de renda para as populações ribeirinhas (MOURA e COELHO, 2004). Sua distribuição geográfica ocorre no Atlântico Ocidental - Bermudas, Flórida, Golfo do México, Antilhas, Guianas, Brasil (Fernando de Noronha e do Pará até Santa Catarina) - e no Atlântico Oriental do Senegal até Angola, onde habita as áreas de mangue sobre raízes ou troncos de árvores, em praias lodosas, braços de mar e estuários (MELO, 1996), ocorrendo no supra e médio-litoral em substratos consolidados e não consolidados (COELHO, 1965).

2.2 Aspectos da biologia reprodutiva

O período reprodutivo pode ser definido como um intervalo de tempo onde são encontradas fêmeas ovígeras em uma população (COBO, 2002). De acordo com Santos (1978) esse período pode ser caracterizado como um ciclo contínuo, quando a frequência de fêmeas ovígeras apresenta-se numa mesma intensidade durante um período anual e, como um ciclo descontínuo ou sazonal, quando essa frequência apresenta maior intensidade em determinada época ao longo do ano, quando as condições ambientais se encontram mais favoráveis à reprodução (SASTRY, 1983), provavelmente nos períodos em que haja uma maior disponibilidade de alimento para as larvas (PILLAY e ONO, 1978; COSTA e NEGREIROS-FRANSOZO, 2002).

O período reprodutivo para *U. cordatus* apresentou uma variação ao longo da costa litorânea. Diele (2000) nas áreas de manguezal do estuário do Rio Caeté, Belém, verificou que a reprodução da espécie foi do tipo sazonal, ocorrendo nos meses mais chuvosos do ano. Já Alves (1975), observou a prevalência de fêmeas ovígeras, em manguezais do Ceará, do período de janeiro a maio. Góes et al. (2000) nos manguezais da Baía de Vitória - ES, determinaram entre os meses de dezembro a maio, enquanto Sampaio (2002) no município de Serra - ES, de dezembro a abril. Sant'Anna (2006) afirmou que a época reprodutiva da espécie na região de Iguape - SP foi restrita aos meses mais quentes do ano, de outubro a fevereiro, enquanto Pinheiro e Fiscarelli (2001), em Iguape-SP, registraram a presença de fêmeas ovígeras de novembro a abril, sendo este mesmo período observado por Castilho (2006) na Baía de Antonina, Paraná.

O período reprodutivo de *C. guanhumi* foi estudado através da análise de maturação de gônadas das fêmeas, sendo determinados períodos diferenciados de desova, de acordo com a área de origem. No Brasil, Silva e Oshiro (2002), verificaram maior incidência de fêmeas com

gônadas maduras nos meses de fevereiro e março e o período de desova de março a maio, no manguezal de Guaratiba, na baía de Sepetiba – RJ. Mendes (2004) observou nos manguezais do Ceará, maior incidência de ovários desovados entre os meses de janeiro a maio. Já Botelho et al. (2001), no estuário do rio Una - Pernambuco, verificaram período anual de reprodução, entre dezembro e fevereiro. Na Venezuela, Taissoun (1974), estimou o período de desova entre os meses de setembro a janeiro e na Flórida, Gifford (1962), verificou a reprodução entre os meses de junho a dezembro e Herreid (1967) entre junho e agosto. Com exceção do período verificado na Venezuela, estação (outono-inverno), os demais resultados se assemelham aos encontrados no Brasil, ocorrendo durante a estação de primavera-verão.

Para *G. cruentata* o período reprodutivo foi verificado por Silva e Oshiro (2002a) ser descontínuo, pois na baía de Sepetiba – RJ, as fêmeas ovígeras foram registradas durante quase todo o período, com exceção dos meses de inverno (junho a agosto). Já Cobo e Fransozo (1999), na região de São Paulo observaram a presença de fêmeas ovígeras durante quase todos os meses, com exceção do mês de julho, porém verificaram a presença de fêmeas com gônadas maduras durante todo o período, indicando a atividade sexual contínua.

2.3 Ritmo de eclosão e desenvolvimento pós-embrionário

O ritmo de liberação larval das espécies de Brachyura, segundo Queiroga (1995) foi classificado em relação ao ciclo lunar como sendo: ritmo lunar com emissão na lua cheia; ritmo semilunar com emissão nas sizígias; ritmo semilunar com emissão fora das sizígias e sem ritmo semilunar.

Segundo Santarosa-Freire (1998), *U. cordatus* apresentou ritmo de emissão de larvas semilunar. E Diele (2000), verificou que a eclosão das larvas dessa espécie ocorreu em sincronia com as marés altas e vazantes, o que pode estar relacionado ao transporte das larvas para águas costeiras. Assim, estas larvas permanecem nessas águas até a finalização do seu desenvolvimento, e ao chegarem à fase de megalopa, estas retornam ao estuário durante as marés enchentes em épocas de lua cheia e lua nova.

Rodrigues e Hebling (1989) observaram que o desenvolvimento larval de *U. cordatus* consiste de cinco a seis estágios de zoea e um de megalopa, e durante a metamorfose para megalopa observaram que algumas larvas realizaram a mudança a partir do estágio de zoea cinco, enquanto outras completaram essa mudança após o estágio de zoea seis.

A eclosão larval de *C. guanhumi*, de acordo com Taissoun (1974), coincidiu com os períodos de lua crescente e lua cheia.

O desenvolvimento larval completo de *C. guanhumi* foi obtido em cultivo realizado por Costlow Jr. e Bookhout (1968a), que observaram a presença de cinco estágios de zoea e um estágio de megalopa.

Foram realizados estudos com *G. cruentata* em relação ao período reprodutivo (Cobo e Fransozo (1999) e Silva e Oshiro (2002a), no entanto, não existem inferências sobre o ritmo de eclosão larval para a espécie na literatura consultada.

Quanto ao desenvolvimento larval de *G. cruentata*, a morfologia do primeiro estágio larval foi descrita por Fransozo et al. (1998), através da obtenção de larvas eclodidas em laboratório. E Abrunhosa (2007), conseguiu obter até o terceiro estágio de zoea, realizando a descrição morfológica dos estágios de zoea obtidos em laboratório. E segundo essa mesma autora, a dificuldade encontrada no cultivo da espécie pode ser devido à escassez de informações sobre os aspectos relacionados à nutrição das larvas.

2.4 Influência dos fatores abióticos no desenvolvimento larval

A temperatura, salinidade e oxigênio dissolvido são tidos como principais fatores abióticos que podem causar efeitos sinérgicos nos processos fisiológicos, influenciando nas taxas fisiológicas dos organismos aquáticos (HERNÁNDEZ et al., 2006).

As áreas estuarinas apresentam constantes variações, tanto na salinidade quanto na temperatura da água, devido à influência das amplitudes de marés. Assim, as larvas recém-eclodidas, podem sofrer devido à variação da salinidade (O'CONNOR e EPIFANIO, 1985; ANGER, 2001), pois são liberadas nas águas durante a variação nas amplitudes de marés (SILVA, 2002). A incapacidade de suportar o estresse osmótico produzido pelas altas variações de salinidade, que ocorrem nas áreas do estuário (ANGER et al., 1994; SILVA-FALCÃO et al., 2007), levam as larvas a migrarem para águas costeiras mais estáveis, o que pode ser considerado uma forma evolutiva das espécies, para a obtenção de uma diminuição nas taxas de mortalidade das larvas (SIMITH e DIELE, 2008; QUEIROGA et al., 1997), assim como a redução do estresse osmótico (ANGER et al., 1994). Pois, de acordo com Charmantier (1998), esse estresse pode afetar o crescimento e a sobrevivência das larvas.

O cultivo de larvas em laboratório vem contribuindo para uma identificação mais precisa das larvas coletadas no plâncton, auxiliando também no conhecimento do número de estádios larvais, assim como dos fatores abióticos que podem afetar o seu desenvolvimento no ambiente natural (FRANSOZO e NEGREIROS-FRANSOZO, 1986). Portanto, o conhecimento da influência desses fatores é fundamental para a obtenção de uma taxa de sobrevivência satisfatória durante o desenvolvimento larval.

A temperatura e a salinidade são consideradas fatores que mais afetam o desenvolvimento (HEBLING, 1982), sobrevivência e também o crescimento de larvas de decapodes (COSTLOW JR. et al., 1960; ANGER et al., 1990; ANGER, 1996a; LAREZ et al., 2000; ANGER et al., 2000; ANGER, 2003; LUPPI et al., 2003).

De acordo com Conholato (2004), a influência dos fatores sobre as larvas de *C. guanhumi* é alterada de acordo com o avanço do desenvolvimento larval, indicando que para cada estádio existe um fator ambiental mais adequado.

Simith e Diele (2008) e Silva (2002) verificaram, que salinidades inferiores a 10 pode afetar a sobrevivência de larvas de *U. cordatus*, encontrando melhores resultados quando estas foram cultivadas em salinidades entre 20 e 35.

Hebling (1982) cultivando larvas de *U. cordatus* em laboratório, constatou que aproximadamente 90% das larvas passam por 6 estádios de zoea e 10% por 5 estádios anteriores a fase de megalopa, inferindo que a espécie esteja iniciando um processo evolutivo, a fim de reduzir o período mais crítico do seu ciclo de vida.

Rodrigues (1982) estudando o desenvolvimento pós-embrionário de *U. cordatus* em laboratório, verificou que a salinidade alterou tanto a sobrevivência, quanto a duração dos estádios de metamorfose, sugerindo como melhores resultados para o cultivo salinidade entre 20 e 28.

Costlow Jr. e Bookhout (1968) verificaram a influência da temperatura e salinidade no desenvolvimento das larvas de *C. guanhumi*, considerando como melhor resultado na obtenção de megalopa e juvenis, a temperatura de 30°C combinada com a salinidade de 25. De acordo com Conholato (2004), a salinidade demonstrou maior influência no desenvolvimento larval em relação à temperatura, obtendo como melhor resultado a salinidade 25 e temperatura de 25°C.

Segundo Abrunhosa (2007), a salinidade demonstrou influenciar a sobrevivência e desenvolvimento larval de *G. cruentata*, obtendo-se a sobrevivência até o 23º dia, com larvas zoea III, somente na salinidade 25.

Verifica-se, portanto, que há poucos estudos acerca dos fatores que influenciam o desenvolvimento larval de caranguejos, em especial as espécies de importância econômica, que necessitam de informações, que possibilitem trabalhos de manejo e conservação.

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 Coleta das fêmeas

As fêmeas ovígeras de *U. cordatus* e *C. guanhumi* (Fig. 1) foram capturadas pelos caranguejeiros no manguezal de Barra de Guaratiba – RJ e aquelas de *G. cruentata* foram coletadas no manguezal de Itacuruçá.

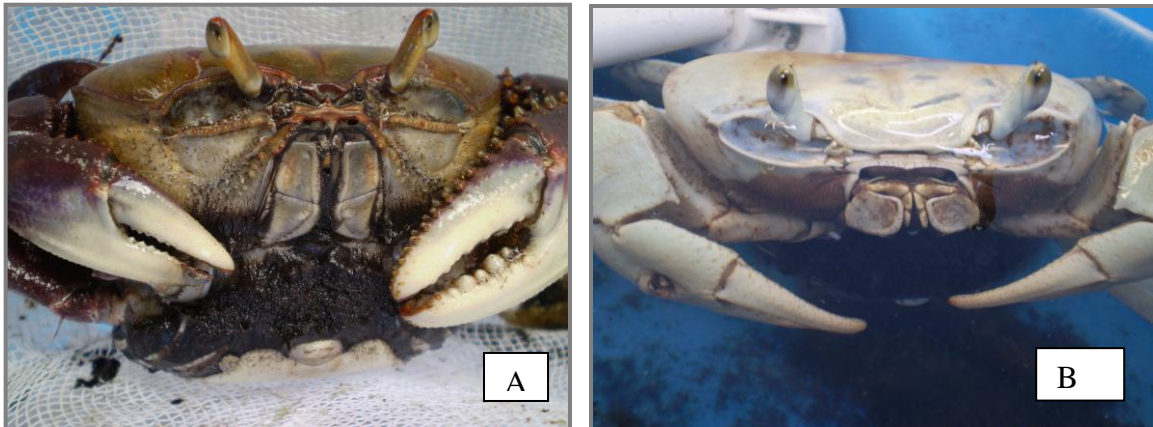


Figura 1 – Fêmeas ovígeras: A) *U. cordatus* e B) *C. guanhumi*.

As fêmeas coletadas foram levadas para o laboratório da Estação de Biologia Marinha (EBM) da UFRRJ, em Itacuruçá – RJ, onde foram alojadas em caixas de polietileno com capacidade de 500 litros, com nível da água do mar até que os animais ficassem submersos, com fluxo constante e foram colocados pedaços de tubo de PVC para servirem de abrigo (Fig. 2)

A alimentação das fêmeas de *U. cordatus* consistiu de folhas do mangue *Rhizophora mangle*, *Avicennia germinans*, *Laguncularia racemosa* e pequenos pedaços de filé de pescado. Para as fêmeas de *C. guanhumi* foi oferecido frutas picadas e pequenos pedaços de filé de pescado e para as fêmeas de *G. cruentata* somente pedaços de filé de pescado.

A alimentação das fêmeas foi realizada a cada 2 dias, juntamente com a limpeza dos tanques.



Figura 2 – *C. guanhumi* nos tanques de eclosão

Durante o período de permanência das fêmeas nas caixas, a cada 3 dias foi retirada uma pequena massa de ovos para a verificação do estágio embrionário, que foi classificada de acordo com a descrição morfológica proposta por Pinheiro & Fiscarelli (2001) com base na porção de vitelo remanescente e surgimento das estruturas embrionárias em oito estágios embrionários (Fig. 3). As fêmeas em estágio embrionário avançado foram transferidas para as caixas de polietileno, individualizadas.

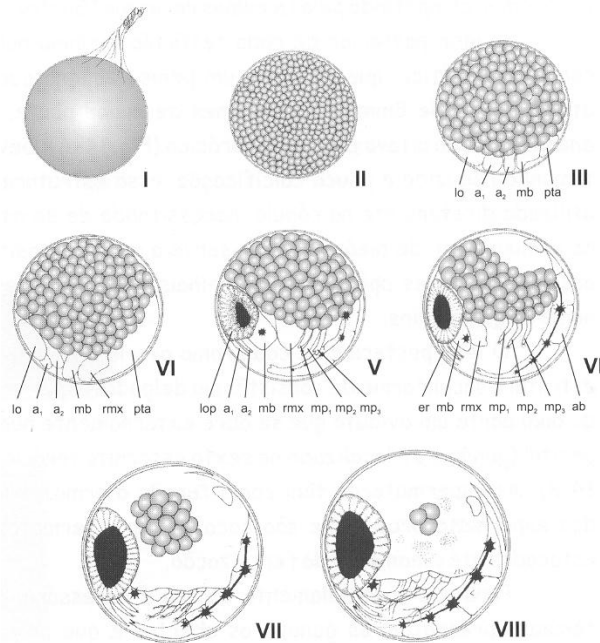


Figura 3 – *U. cordatus*. Desenho esquemático de oito estágios embrionários ressaltando as principais estruturas embrionárias (a_1 = antênula; a_2 = antena; ab = abdome; er = espinho rostral; lo = lobo óptico pigmentado; mb = mandíbula; rmx = rudimento da maxila e maxílula; mp_2 a mp_3 = maxilípedes 1 a 3; pta = processo torácico-abdominal) (Fonte: PINHEIRO e FISCARELLI, 2001).

As larvas utilizadas no experimento foram aquelas eclodidas de uma única fêmea, para reduzir a variabilidade genética entre os tratamentos.

Após a eclosão das larvas, as fêmeas foram retiradas e transferidas para outra caixa de polietileno, onde permaneceram durante todo o período do experimento, ficando em observação para a verificação de novas desovas.

3.2 Experimento

As larvas recém eclodidas foram recolhidas das caixas de eclosão, transferidas para bacias plásticas brancas de onde foram coletadas com auxílio de uma pipeta e colocadas em recipientes individuais com capacidade de 50 ml, preenchidos com 30 ml de água salgada nas respectivas salinidades (Fig. 4).

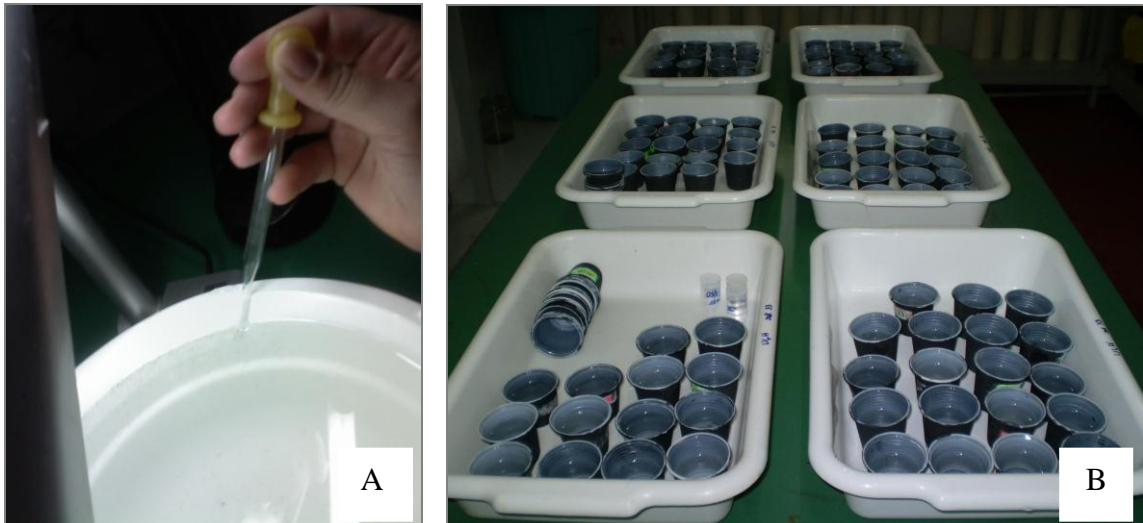


Figura 4 – A) Coleta das larvas e B) Experimento individual

Os tratamentos consistiram de 3 diferentes níveis de salinidade: Tratamento 1 - salinidade 25; Tratamento 2 - salinidade 28 e Tratamento 3 - salinidade 33, para as espécies de *U. cordatus* e *C. guanhumi*. Para *G. cruentata* os tratamentos foram: Tratamento 1 - salinidade 23; Tratamento 2 - salinidade 28 e Tratamento 3 - salinidade 33.

O experimento consistiu num total de 150 unidades experimentais, com uma larva em cada unidade, sendo cada tratamento composto de 50 unidades individualizadas, preenchidas com 30 ml de água salgada, com a salinidade correspondente a cada tratamento.

A salinidade para os diferentes tratamentos foi obtida através da diluição da água do mar com água da CEDAE onde o cloro foi eliminado através da evaporação, deixando a água em repouso durante o período mínimo de 24 hs.

A água salgada utilizada nos tratamentos foi obtida diretamente da praia de Itacuruçá através de bombeamento da água do mar, passando por uma filtração mecânica e por um filtro biológico e UV (Fig. 5).



Figura 5 – A) filtro mecânico e B) filtro biológico e UV

Para a avaliação da salinidade sobre a sobrevivência das larvas e a capacidade de muda na ausência de alimento, não foi oferecido nenhum tipo de alimento para as larvas,

A troca de água e a verificação da sobrevivência foram feitas diariamente. As larvas mortas de *U. cordatus* foram conservadas em álcool 70% + glicerina, para verificação da mudança do estágio de desenvolvimento larval, conforme descrição morfológica proposta por Rodrigues e Hebling (1989).

3.3 Análise estatística

A análise de dados consistiu na estimativa de sobrevivência de cada tratamento, ao nível de 95% e a identificação dos riscos de mortes, de acordo com o tempo, usando a estimativa Kaplan-Meier (DOBSON, 2002).

Os padrões de sobrevivência foram comparados pelo teste Log-Rank (AYRES et al., 2005), que analisa a taxa de sobrevivência entre duas amostras, cujas observações foram efetuadas em períodos e intervalos idênticos. As análises foram realizadas utilizando o *software* Bioestat 4.0.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 *Ucides cordatus*

A eclosão das larvas ocorreu na lua nova, apresentando segundo classificações propostas por Queiroga (1995), um ritmo de eclosão semilunar.

As larvas de *U. cordatus* recém-eclodidas, submetidas a diferentes salinidades, T1 (salinidade 25), T2 (salinidade 28) e T3 (salinidade 33), demonstraram não ocorrer influência dessas salinidades sobre a sobrevivência, ao final de 10 dias experimentais.

A probabilidade de sobrevivência para o tratamento T1 (salinidade 25) demonstrou, que o risco de morte aumentou consideravelmente no 7º dia de experimento, passando de 7,69% para 38,89% (Tab. 1).

Tabela 1 - Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e IC_(95%) para a Salinidade 25, no cultivo experimental de larvas de *U. cordatus*.

Dia	Larvas vivas	Mortes	Sobrevivência no tempo t	Sobrevivência até o tempo t	Estimação do risco de morte	Intervalo de confiança de 95%
1	50	4	0,92	0,92	0,08	0,8448 a 0,9952
2	46	0	1	0,92	0	0,8448 a 0,9952
3	46	2	0,9565	0,88	0,0435	0,7899 a 0,9701
4	44	2	0,9545	0,84	0,0455	0,7384 a 0,9416
5	42	3	0,9286	0,78	0,0714	0,6652 a 0,8948
6	39	3	0,9231	0,72	0,0769	0,5955 a 0,8445
7	36	14	0,6111	0,44	0,3889	0,3024 a 0,5776
8	22	15	0,3182	0,14	0,6818	0,0438 a 0,2362
9	7	5	0,2857	0,04	0,7143	0,0000 a 0,0943
10	2	2	0	0	1	0,0000 a 0,0001

As probabilidades de sobrevivência para o tratamento T2 (salinidade 28) demonstrou, que o risco de morte aumentou consideravelmente, do 6º para o sétimo dia de cultivo experimental, passando de 15,22% para 56,41%. Neste caso, o risco de morte aumentou mais significativamente do que no tratamento T1 (Tab. 2).

As probabilidades de sobrevivência para o tratamento T3 (salinidade 33) apresentaram uma tendência um pouco diferente, pois nos primeiros quatro dias o risco de morte foi zero e a partir de então, apresentou um risco crescente de morte, chegando a 50% somente no 8º dia.

Tabela 2 - Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e IC_(95%) para a Salinidade 28, no cultivo experimental de larvas de *U. cordatus*.

Dia	Larvas vivas	Mortes	Sobrevivência no tempo t	Sobrevivência Até o tempo t	Estimação do risco de morte	Intervalo de confiança de 95%
1	50	0	1	1	0	0,9996 a 1,0000
2	50	2	0,96	0,96	0,04	0,9057 a 1,0000
3	48	0	1	0,96	0	0,9057 a 1,0000
4	48	0	1	0,96	0	0,9057 a 1,0000
5	48	2	0,9583	0,92	0,0417	0,8448 a 0,9952
6	46	7	0,8478	0,78	0,1522	0,6652 a 0,8948
7	39	22	0,4359	0,34	0,5641	0,2087 a 0,4713
8	17	0	1	0,34	0	0,2087 a 0,4713
9	17	7	0,5882	0,2	0,4118	0,0891 a 0,3109
10	10	10	0	0	1	0,0000 a 0,0001

As probabilidades de sobrevivência para o tratamento T3 (salinidade 33) apresentaram uma tendência um pouco diferente, pois nos primeiros quatro dias o risco de morte foi zero e a partir de então, apresentou um risco crescente de morte, chegando a 50% somente no 8º dia.

Tabela 3 - Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e IC_(95%) para a Salinidade 33, no cultivo experimental de larvas de *U. cordatus*.

Dia	Larvas vivas	Mortes	Sobrevivência no tempo t	Sobrevivência Até o tempo t	Estimação do risco de morte	Intervalo de confiança de 95%
1	50	1	0,98	0,98	0,02	0,9412 a 1,0000
2	49	0	1	0,98	0	0,9412 a 1,0000
3	49	0	1	0,98	0	0,9412 a 1,0000
4	49	0	1	0,98	0	0,9412 a 1,0000
5	49	3	0,9388	0,92	0,0612	0,8448 a 0,9952
6	46	11	0,7609	0,7	0,2391	0,5730 a 0,8270
7	35	12	0,6571	0,46	0,3429	0,3218 a 0,5981
8	23	12	0,4783	0,22	0,5217	0,1052 a 0,3348
9	11	7	0,3636	0,08	0,6364	0,0048 a 0,1552
10	4	4	0	0	1	0,0000 a 0,0001

A comparação das sobrevivências das larvas de *U. cordatus* entre os tratamentos demonstrou uma menor sobrevivência no tratamento T1 (salinidade 25) nos cinco primeiros dias, entretanto não ocorreu diferença significativa entre os três tratamentos, segundo o teste Log-Rank (AYRES et al., 2005), realizado sobre a análise de sobrevivência (Tab. 4 e Fig. 6).

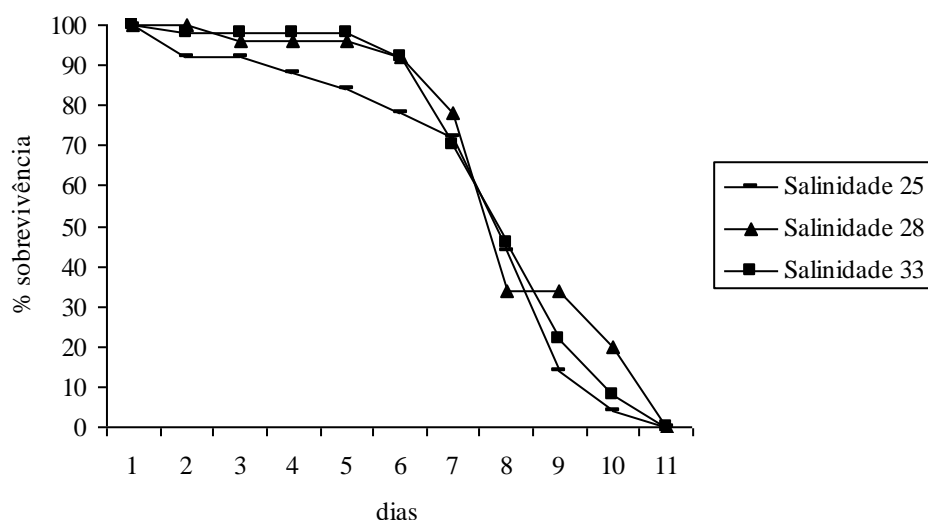


Figura 6 - Sobrevivência larval de *U. cordatus*, submetida a 3 tratamentos com diferentes salinidades (T1 – salinidade 25, T2 - salinidade 28 e T3 – salinidade 33), ao longo de todo o experimento.

Tabela 4 - Comparação da sobrevivência das larvas de *U. cordatus* submetidas a três diferentes tratamentos, através da análise de sobrevivência.

Tratamentos	T1 salinidade 25		T2 salinidade 28	
	χ^2_{LR}	p	χ^2_{LR}	p
T1 – salinidade 25	-	-	-	-
T2 – salinidade 28	2,694	0,1007 n.s	-	-
T3 – salinidade 33	0,3518	0,5531 n.s	1,1264	0,2886 n.s.

n.s. – não significativo

No presente estudo, as larvas no estágio zoea I de *U. cordatus*, submetidas a diferentes salinidades, não apresentaram diferença significativa sobre a taxa de sobrevivência entre os tratamentos. A sobrevivência obtida até o 7º dia de cultivo foram 38,89%, 56,41% e 34,29%, respectivamente para as salinidades 25, 28 e 33. Provavelmente isso ocorreu, devida às diferenças muito pequenas entre os níveis de salinidade dos tratamentos.

Rodrigues (1982), encontrou diferentes porcentagens de sobrevivência para zoea I, com 7 dias de experimento, avaliando diferentes salinidades (12, 16, 20, 24, 28, 32, 36 e 40). Este autor verificou maior sobrevivência nas salinidades intermediárias de 20, 24 e 28 com porcentagens de 93%, 74% e 36%, respectivamente, com larvas recebendo alimentação durante o período de cultivo experimental.

Silva (2002) observou que após 36 horas de avaliação da tolerância à variação de salinidade nos diferentes estádios larvais, os melhores resultados foram obtidos quanto à sobrevivência das larvas de zoea I a III, em salinidades entre 20 e 35.

Smith e Diele (2008) testaram diferentes salinidades (0, 5, 10, 15, 20, 25 e 30) sobre a sobrevivência das larvas de *U. cordatus* e encontraram melhor taxa de sobrevivência (72%) para a salinidade 30 e menor para a salinidade 15 (16%). Este estudo foi realizado até as

larvas completarem o seu desenvolvimento, chegando à fase de megalopa; e a mortalidade total das larvas ocorreu quando foram submetidas às salinidades 0, 5 e 10.

Valores extremos de salinidade influenciam diretamente a sobrevivência das larvas de *U. cordatus*, pois Rodrigues (1982), verificou que em salinidades 12 e 40, o desenvolvimento larval não foi completado. E esse resultado foi corroborado por Santarosa-Freire (1998), que realizou um trabalho sobre a dispersão larval da espécie na baía de Paranaguá, PR e atribuiu à menor abundância de zoeas em uma das áreas de coleta, à salinidade baixa registrada no local, quando comparada às demais, e maior abundância de larvas nas áreas com salinidades superiores a 13.

Os resultados obtidos pelos autores acima citados demonstram que baixas salinidades são prejudiciais à sobrevivência das larvas de *U. cordatus*, e que a salinidade mais adequada se encontra entre 20 e 35, corroborando o resultado do presente estudo. Portanto, apesar deste trabalho não ter avaliado baixas salinidades, os resultados sugerem que essa é a faixa de salinidade ideal para o cultivo de larvas de *U. cordatus* em laboratório, nas primeiras fases de desenvolvimento larval.

Ao contrário da sobrevivência, o resultado obtido no presente estudo demonstrou que o desenvolvimento larval foi influenciado pela salinidade (Fig. 7). De acordo com a Tabela 5, verificou-se que as larvas cultivadas em salinidade 28 apresentaram maior porcentagem de muda (39,13%) do 1º estágio para o 2º estágio de zoea. O segundo melhor resultado para o desenvolvimento larval foi obtido com a salinidade 25 (18,18%) e as larvas cultivadas em salinidade 33 obtiveram uma porcentagem inferior (9,52%) em relação ao desenvolvimento. Abrunhosa et al. (2002) analisaram a influência de diferentes alimentos, na salinidade 35 e verificou no tratamento sem oferta de alimento, que 16,7% das larvas mudaram para o estágio de zoea II. Portanto, a melhor porcentagem de muda obtida no presente trabalho foi na salinidade 28, com um resultado superior ao obtido por esses autores.

Tabela 5 - Frequência e porcentagem dos estádios de desenvolvimento larval de *U. cordatus* entre os 3 tratamentos.

Tratamentos	T1 – salinidade 25		T2 – salinidade 28		T3 – salinidade 33		χ^2
	n	%	n	%	n	%	
Zoea I	41	81,81	30	60,86	45	90,47	26.774**
Zoea II	9	18,18	20	39,13	5	9,52	
total	50	100	50	100	50	100	

** significativo ao nível 0.01

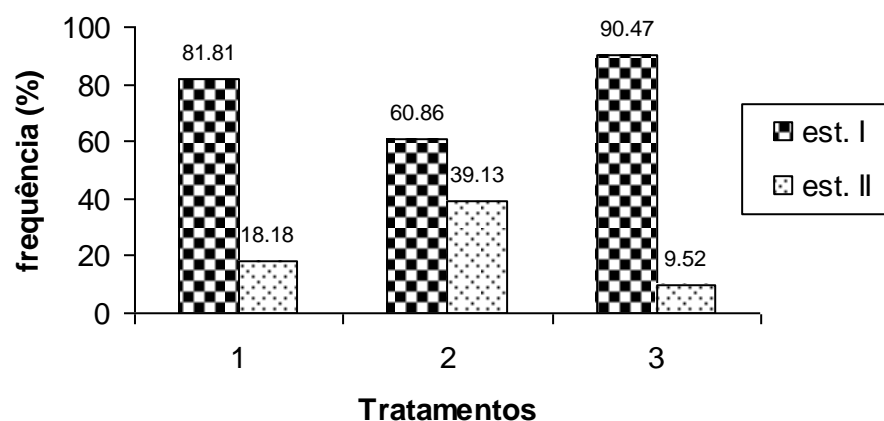


Figura 7 – Porcentagem dos estádios de desenvolvimento larval de *U. cordatus* submetido a diferentes salinidades (T1 – salinidade 25, T2 - salinidade 28 e T3 – salinidade 33).

Apesar das larvas de crustáceos decapodos, em geral, exigirem alimentação planctônica para sobreviverem, algumas espécies são capazes de fazer uso somente das reservas vitelínicas para o desenvolvimento parcial ou completo (CALADO, 2007; ABRUNHOSA, 2007). Este recurso, segundo Anger (2001) é designado como lecitotrofia, sendo considerada como uma forma de adaptação para eventuais diminuições ou ausência de alimentos durante as fases de desenvolvimento larval. As larvas lecitotróficas, possuem reservas nutricionais armazenadas no hepatopâncreas (BOOKHOUT, 1964; ANGER e DARWIRS, 1981; ANGER et al., 1985; McCONAUGHA, 1985; ANGER, 1996), e segundo Melo (2005), essas reservas geralmente são originadas do armazenamento de lipídios no ovo, ainda durante o desenvolvimento embrionário pela fêmea adulta. No presente estudo, observou-se que para larvas de *U. cordatus*, essas reservas demonstraram ser suficientes para a ocorrência da muda de zoea I para zoea II, corroborando com Abrunhosa et al (2002), que afirmou, que na ausência de alimento, as larvas podem fazer uso das reservas vitelínicas para chegar ao segundo estágio.

No entanto, a ausência de alimento, pode acarretar um aumento no tempo de permanência no estágio de desenvolvimento e conseqüentemente na redução da quantidade de mudas realizadas, quando comparados ao tratamento com presença de alimento. De acordo com Souza et al. (2006) foram obtidos 80% de muda para o estágio de zoea II, no 3º dia de cultivo, e Silva (2007) obteve um total de 84% de zoea II, entre o 6º e 9º dia de cultivo experimental, enquanto no presente estudo, na ausência de alimento, a maior porcentagem de zoea II obtida foi de 39,13%, com 11 dias de experimento.

4.2 *Cardisoma guanhumi*

Eclosão das larvas ocorreu na lua nova, apresentando segundo classificações propostas por Queiroga (1995), um ritmo de eclosão semilunar.

A probabilidade de sobrevivência para as larvas de *C. guanhumi* recém-eclodidas, submetidas ao tratamento T1 (salinidade 25), demonstrou que o risco de morte elevou-se significativamente no 11º dia de cultivo experimental, pois no 10º dia o risco foi de 6,38 % e passou para 63,64% (Tab. 6).

Tabela 6 - Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e IC_(95%) para a Salinidade 25, no cultivo experimental de larvas de *C. guanhumi*.

Dia	Larvas vivas	Mortes	Sobrevivência no tempo t	Sobrevivência Até o tempo t	Estimação do risco de morte	Intervalo de confiança de 95%
1	50	0	1	1	0	0,9996 a 1,0000
2	50	0	1	1	0	0,9994 a 1,0000
3	50	0	1	1	0	0,9993 a 1,0000
4	50	0	1	1	0	0,9992 a 1,0000
5	50	0	1	1	0	0,9991 a 1,0000
6	50	0	1	1	0	0,9990 a 1,0000
7	50	0	1	1	0	0,9989 a 1,0000
8	50	3	0,94	0,94	0,06	0,8742 a 1,0000
9	47	0	1	0,94	0	0,8741 a 1,0000
10	47	3	0,9362	0,88	0,0638	0,7899 a 0,9701
11	44	28	0,3636	0,32	0,6364	0,1907 a 0,4493
12	16	8	0,5	0,16	0,5	0,0584 a 0,2616
13	8	0	1	0,16	0	0,0584 a 0,2616
14	8	1	0,875	0,14	0,125	0,0438 a 0,2362
15	7	1	0,8571	0,12	0,1429	0,0299 a 0,2101
16	6	6	0	0	1	0,0000 a 0,0001

Em relação à probabilidade de sobrevivência na salinidade 28, verificou-se que existe um aumento no risco de morte já no 9º dia, cerca de 19%, passando a 26,47% no 10º dia e chegando a 84% no 11º dia. Com isso, verifica-se que o tratamento T2 (salinidade 28) apresentou um risco de morte maior em relação ao tratamento T1 (63,64%), porém ocorreu durante o mesmo período de tempo (Tab. 7).

Tabela 7 - Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e IC_(95%) para a Salinidade 28, no cultivo experimental de larvas de *C. guanhumi*.

Dia	Larvas vivas	Mortes	Sobrevivência no tempo t	Sobrevivência Até o tempo t	Estimação do risco de morte	Intervalo de confiança de 95%
1	50	0	1	1	0	0,9996 a 1,0000
2	50	0	1	1	0	0,9994 a 1,0000
3	50	0	1	1	0	0,9993 a 1,0000
4	50	0	1	1	0	0,9992 a 1,0000
5	50	0	1	1	0	0,9991 a 1,0000
6	50	0	1	1	0	0,9990 a 1,0000
7	50	4	0,92	0,92	0,08	0,8448 a 0,9952
8	46	4	0,913	0,84	0,087	0,7384 a 0,9416
9	42	8	0,8095	0,68	0,1905	0,5507 a 0,8093
10	34	9	0,7353	0,5	0,2647	0,3614 a 0,6386
11	25	21	0,16	0,08	0,84	0,0048 a 0,1552
12	4	2	0,5	0,04	0,5	0,0000 a 0,0943
13	2	1	0,5	0,02	0,5	0,0000 a 0,0588
14	1	1	0	0	1	0,0000 a 0,0001

A probabilidade de sobrevivência para a salinidade 33, demonstrou que existe um aumento no risco de morte já no 8º dia, cerca de 14%, passando a 26,19% no 9º dia; 25,81%, no 10º, chegando a 80% no 11º dia. Assim, verifica-se que o tratamento com salinidade 33, apresentou uma queda mais acentuada na sobrevivência (Tab. 8).

Tabela 8 - Probabilidade de sobrevivência, estimaco de risco e IC_(95%) para a Salinidade 33, no cultivo experimental de larvas de *C. guanhumi*.

Dia	Larvas vivas	Mortes	Sobrevivência no tempo t	Sobrevivência Até o tempo t	Estimaco do risco de morte	Intervalo de confiança de 95%
1	50	0	1	1	0	0,9996 a 1,0000
2	50	0	1	1	0	0,9994 a 1,0000
3	50	0	1	1	0	0,9993 a 1,0000
4	50	1	0,98	0,98	0,02	0,9412 a 1,0000
5	49	0	1	0,98	0	0,9412 a 1,0000
6	49	0	1	0,98	0	0,9412 a 1,0000
7	49	0	1	0,98	0	0,9412 a 1,0000
8	49	7	0,8571	0,84	0,1429	0,7384 a 0,9416
9	42	11	0,7381	0,62	0,2619	0,4855 a 0,7545
10	31	8	0,7419	0,46	0,2581	0,3218 a 0,5981
11	23	18	0,2174	0,1	0,7826	0,0168 a 0,1832
12	5	4	0,2	0,02	0,8	0,0000 a 0,0588
13	1	0	0,9999	0,02	0,0001	0,0000 a 0,0588
14	1	1	0	0	1	0,0000 a 0,0001

Com base nos resultados da estimaco do risco de morte, entre os tratamentos, pode-se verificar que o período crítico ocorreu entre o 10º e 11º dia de cultivo experimental, com o aumento da mortalidade das larvas. A elevaco do risco a partir desse período ocorreu devido  falta de alimentaco das larvas, enquanto a estabilidade da sobrevivência, até esse período, pode ter sido devido às reservas vitelínicas, armazenadas no hepatopâncreas (MELO, 2005), que mantiveram as larvas vivas, durante o período de inanio de alimento.

O período crítico com o aumento da mortalidade das larvas sugere o melhor período para a incluso do alimento em cultivos larvais, sendo importante para o estudo sobre a alimentaco das larvas.

Observa-se que durante os sete primeiros dias, a sobrevivência entre os tratamentos mantiveram-se próximas (T1 - 100%, T2 - 92% e T3 - 98%), no apresentando diferença significativa até o sétimo dia (Fig. 8 e Tab. 9). Somente a partir do oitavo dia ocorreu o aumento da mortalidade, e a partir desse período a diferença entre os tratamentos T1 e T2 em relao a T3 torna-se significativa (Tab.10).

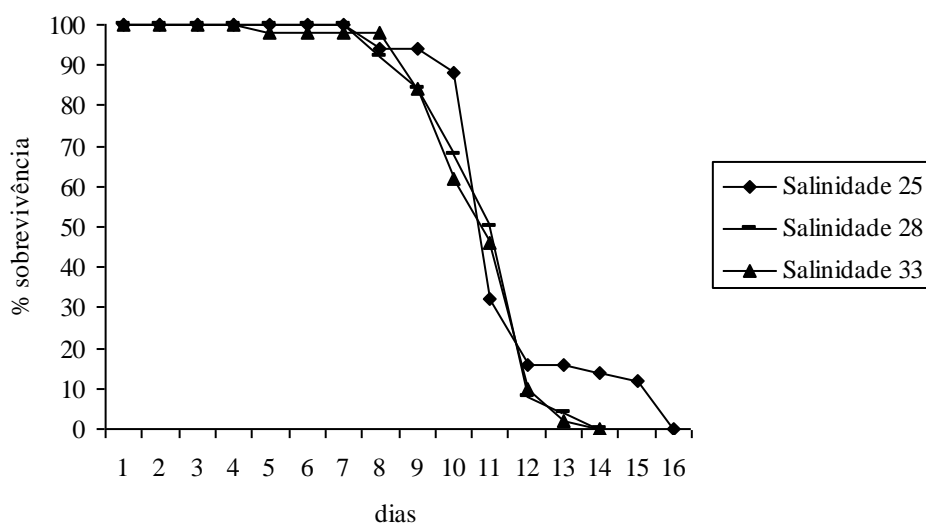


Figura 8 - Sobrevivência larval de *C. guanhumi*, submetida a 3 tratamentos com diferentes salinidades (T1 – salinidade 25, T2 - salinidade 28 e T3 – salinidade 33).

Tabela 9 - Comparação através da análise de sobrevivência, das larvas de *C. guanhumi* submetidas a três diferentes tratamentos até o 7º dia de cultivo experimental.

Tratamentos	T1 salinidade 25		T2 salinidade 28	
	χ^2_{LR}	p	χ^2_{LR}	p
T1 – salinidade 25	-	-	-	-
T2 – salinidade 28	0,0023	0,9621 – n.s.	-	-
T3 – salinidade 33	0,0038	0,9509 – n.s.	0,0038	0,9509 – n.s.

n.s. – não significativo

Tabela 10 - Comparação através da análise de sobrevivência, das larvas de *C. guanhumi* submetidas a três diferentes tratamentos, durante todo período experimental.

Tratamentos	T1 salinidade 25		T2 salinidade 28	
	χ^2_{LR}	p	χ^2_{LR}	p
T1 – salinidade 25	-	-	-	-
T2 – salinidade 28	25.3365	< 0.0001	-	-
T3 – salinidade 33	27.4889	< 0.0001	0.04	0.8415 – n.s.

n.s. – não significativo

A curva de sobrevivência demonstrou que o tratamento T2 apresentou uma maior taxa de sobrevivência das larvas, quando comparado aos demais tratamentos (Fig. 9).

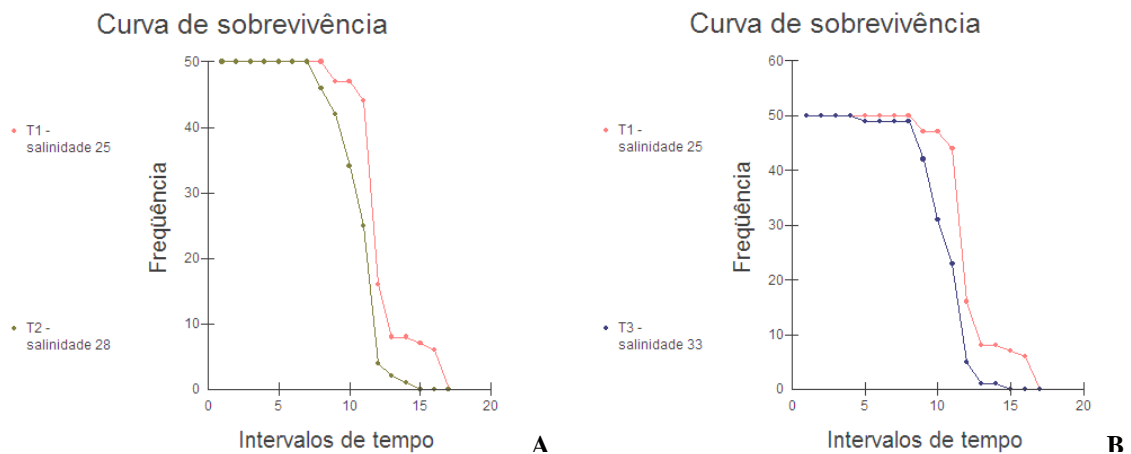


Figura 9 – Sobrevivência larval de *C. guanhumi*, submetida a diferentes tratamentos: A) Trat. 1 – salinidade 25 e Trat. 2 – salinidade 28 e B) Trat. 1 – salinidade 25 e Trat. 3 – salinidade 33.

As curvas de sobrevivência demonstraram que a sobrevivência nas duas salinidades foram semelhantes, não havendo diferença significativa ($\chi^2_{LR} = 0,04$; $p = 0,8415$) entre os tratamentos 2 (salinidade 28) e 3 (salinidade 33) (Fig. 10).

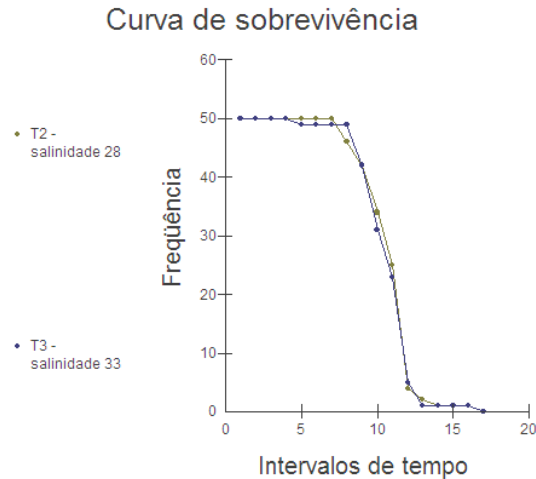


Figura 10 – Sobrevivência larval de *C. guanhumi*, submetida a Trat. 2 – salinidade 28 e Trat. 3 – salinidade 33.

A maior sobrevivência no tratamento com salinidade 25, no presente estudo, corrobora com resultados encontrados por Costlow Jr. e Bookhout (1968) e Conholato (2004), que analisaram a influência de diferentes salinidades no desenvolvimento larval de *C. guanhumi*, obtendo como melhor resultado a salinidade 25.

Esse resultado também foi confirmado por Mendes (2004), onde as salinidades de 20 e 25 apresentaram maior sobrevivência, enquanto na salinidade 30, as larvas não mudaram para zoea III e nas salinidades 10, 15 e 35, as larvas não mudaram para zoea II, ocorrendo à mortalidade total das larvas.

Também Abrunhosa et al. (2000), cultivaram as larvas de *C. guanhumi* em salinidades entre 20 e 25 e chegaram ao estágio de 1º juvenil.

Estudo sobre a dispersão larval de *C. guanhumi*, na baía de Sepetiba, demonstrou que as larvas realizam migração pela baía, e verificou-se uma maior incidência destas, nas áreas que apresentavam salinidades medianas (23.6 e 30.6), em comparação com as demais áreas que apresentavam salinidades superiores a 31 (SILVA, 2006). Este resultado corrobora com o obtido pelo presente estudo, pois as larvas de *C. guanhumi* demonstraram uma preferência pela salinidade 25, que se encontra dentro dessa faixa de salinidade.

4.3 *Goniopsis cruentata*

A eclosão das larvas ocorreu na lua cheia, apresentando segundo classificações propostas por Queiroga (1995), um ritmo de eclosão lunar.

A probabilidade de sobrevivência de larvas recém-eclodidas de *G. cruentata*, submetidas à salinidade 23, demonstrou que o risco de morte já se inicia no 2º dia e eleva-se no 5º dia de cultivo experimental, pois no dia anterior o risco era de 8,11 % e passou a 29,41%, chegando a 37,5% no 6º dia (Tab. 11).

Tabela 11 - Probabilidade de sobrevivência, estimacão de risco e IC_(95%) para a Salinidade 23, no cultivo experimental de larvas *G. cruentata*.

Dia	Larvas vivas	Mortes	Sobrevivência no tempo t	Sobrevivência até o tempo t	Estimacão do risco de morte	Intervalo de confiança de 95%
1	50	3	0,9400	0,94	0,0600	0,8742 a 1,0000
2	47	6	0,8723	0,82	0,1277	0,7135 a 0,9265
3	41	4	0,9024	0,74	0,0976	0,6184 a 0,8616
4	37	3	0,9189	0,68	0,0811	0,5507 a 0,8093
5	34	10	0,7059	0,48	0,2941	0,3415 a 0,6185
6	24	9	0,6250	0,30	0,3750	0,1730 a 0,4270
7	15	10	0,3333	0,10	0,6667	0,0168 a 0,1832
8	5	4	0,2000	0,02	0,8000	0,0000 a 0,0588
9	1	1	0	0	1	0,0000 a 0,0001

Já na salinidade 28, houve um resultado semelhante ao do tratamento T1, com início do risco de morte a partir do 2º dia, apresentando um aumento no 6º dia, cerca de 31%, passando a 30% no 7º dia, mantendo este padrão no 8º dia (Tab. 12).

Tabela 12 - Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e IC_(95%) para a Salinidade 28, no cultivo experimental de larvas *G. cruentata*.

Dia	Larvas vivas	Mortes	Sobrevivência no tempo t	Sobrevivência Até o tempo t	Estimação do risco de morte	Intervalo de confiança de 95%
1	50	2	0,96	0,96	0,04	0,9057 a 1,0000
2	48	7	0,8542	0,82	0,1458	0,7135 a 0,9265
3	41	5	0,878	0,72	0,122	0,5955 a 0,8445
4	36	5	0,8611	0,62	0,1389	0,4855 a 0,7545
5	31	2	0,9355	0,58	0,0645	0,4432 a 0,7168
6	29	9	0,6897	0,4	0,3103	0,2642 a 0,5358
7	20	6	0,7	0,28	0,3	0,1555 a 0,4045
8	14	4	0,7143	0,2	0,2857	0,0891 a 0,3109
9	10	5	0,5	0,1	0,5	0,0168 a 0,1832
10	5	5	0	0	1	0,0000 a 0,0001

A sobrevivência larval no tratamento T3 (salinidade 33) apresentou um comportamento diferenciado, pois o risco de morte se inicia a partir do 7º dia (25%), entretanto esse risco é menor se comparado com os tratamentos anteriores (Tab. 13).

Tabela 13 - Probabilidade de sobrevivência, estimação de risco e IC_(95%) para a Salinidade 33 no cultivo experimental de larvas *G. cruentata*.

Dia	Larvas vivas	Mortes	Sobrevivência no tempo t	Sobrevivência até o tempo t	Estimação do risco de morte	Intervalo de confiança de 95%
1	50	0	1	1	0	0,9996 a 1,0000
2	50	1	0,98	0,98	0,02	0,9412 a 1,0000
3	49	0	1	0,98	0	0,9412 a 1,0000
4	49	0	1	0,98	0	0,9412 a 1,0000
5	49	0	1	0,98	0	0,9412 a 1,0000
6	49	1	0,9796	0,96	0,0204	0,9057 a 1,0000
7	48	12	0,75	0,72	0,25	0,5955 a 0,8445
8	36	8	0,7778	0,56	0,2222	0,4224 a 0,6976
9	28	10	0,6429	0,36	0,3571	0,2269 a 0,4930
10	18	13	0,2778	0,1	0,7222	0,0168 a 0,1832
11	5	4	0,2	0,02	0,8	0,0000 a 0,0588
12	1	1	0	0	1	0,0000 a 0,0001

A sobrevivência das larvas em todos os tratamentos se manteve semelhante até o 2º dia e a partir desse dia ocorreu uma queda nas taxas de sobrevivência no T1 (salinidade 23) e T2 (salinidade 28), enquanto no T3 (salinidade 33), se manteve estável até o 7º dia. Assim, dentre as salinidades testadas, a melhor taxa de sobrevivência foi encontrada na salinidade 33 (Fig. 11). Quando comparados a taxa de sobrevivência das larvas entre os tratamentos, ocorreu diferença significativa entre todos os tratamentos (Tab. 14, Fig. 12).

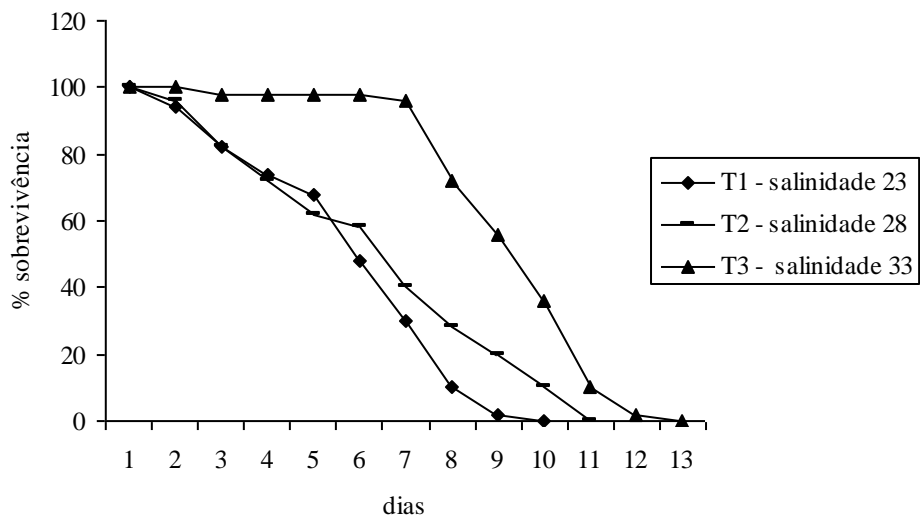


Figura 11 - Sobrevivência larval de *G. cruentata*, submetida a 3 tratamentos com diferentes salinidades (T1 – salinidade 25, T2 - salinidade 28 e T3 – salinidade 33).

Tabela 14 – Comparação através da análise de sobrevivência, das larvas de *G. cruentata* submetidas a três diferentes tratamentos.

Tratamentos	T1 salinidade 23		T2 salinidade 28	
	χ^2_{LR}	p	χ^2_{LR}	p
T1 – salinidade 23	-	-	-	-
T2 – salinidade 28	10.6036	0.0011**	-	-
T3 – salinidade 33	70.8169	< 0.0001*	20.3496	< 0.0001*

*- significativo nível 0.01

** - significativo nível 0.05

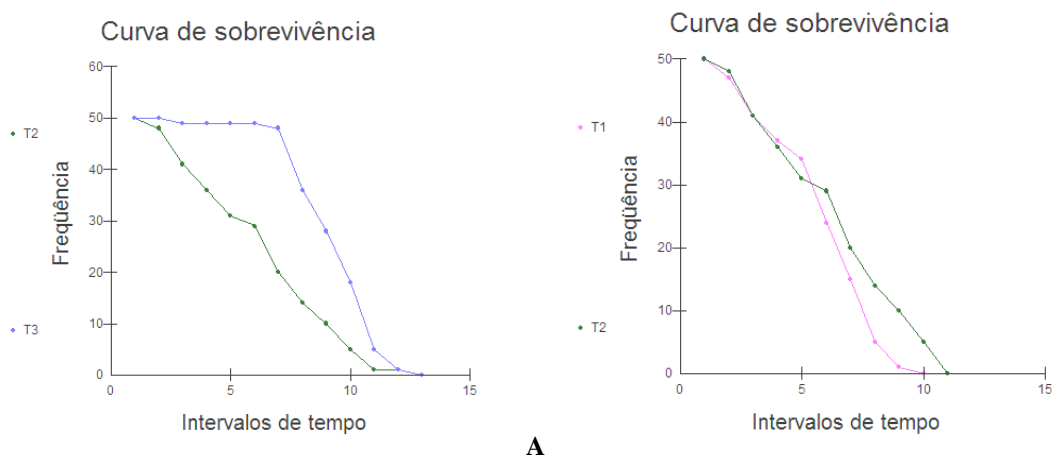


Figura 12 – Sobrevivência larval de *G. cruentata*, submetida a diferentes tratamentos: A) Trat. 2 – salinidade 28 e Trat. 3 – salinidade 33 e B). Trat. 1 – salinidade 23 e Trat. 2 – salinidade 28.

Os resultados do presente estudo demonstraram que as larvas de *G. cruentata*, no estágio inicial de desenvolvimento, são sensíveis à variação de salinidade. Este fato também foi observado por Abrunhosa (2007), que estudou a influência de diferentes salinidades (5-35) no desenvolvimento larval desta espécie e verificou a ocorrência de mudas para zoea II somente em salinidade 25. No entanto, no presente estudo verificou-se que a salinidade 33, apresentou melhor sobrevivência larval, durante o experimento sugerindo ser a salinidade mais viável para o cultivo das larvas de *G. cruentata*.

Outras espécies de Grapsoidea apresentam uma maior tolerância às salinidades durante o desenvolvimento larval, como *Armases ricordi* e *A. roberti* (DIESEL e SCHUH, 1998); *A. benedicti* (FARIAS e ABRUNHOSA, 2006) e *A. rubripes* (LUPPI et al. 2003), que realizaram o desenvolvimento completo entre as salinidades de 15 a 45. Já *A. miersii* apresentou desenvolvimento completo em salinidade 15 (ANGER et al., 2000), enquanto Schuh e Diesel (1995a) obtiveram primeiro caranguejo, com tempo médio de 14 dias e uma sobrevivência superior a 50% em salinidades entre 10 e 45. E Anger (1996a), para essa mesma espécie, atribuiu à alta sobrevivência e o rápido desenvolvimento em salinidades entre 15 – 25, a uma adaptação filogenética da espécie.

Entretanto, outros Grapsoidea como *Pachygrapsus transversus* apresentaram o desenvolvimento larval completo, somente em salinidade 35 (BROSSI-GARCIA e RODRIGUES, 1997), cujo resultado concorda com aquele obtido no presente estudo, para as larvas de *G. cruentata*, cuja salinidade de 33, foi a que apresentou melhor desempenho das larvas. Portanto, entre os grapsídeos, as espécies *G. cruentata* e *P. transversus*, demonstraram pouca tolerância a variações de salinidade durante o desenvolvimento larval.

5 CONCLUSÃO

Os resultados obtidos no presente estudo, nas condições em que foram realizados os experimentos, sobre a influência da salinidade no desenvolvimento larval em laboratório, de três espécies de caranguejos de manguezais de importância econômica, permitiram concluir:

- ❖ Os estágios iniciais de larvas de *U. cordatus* devem ser criadas em salinidades entre 25 e 33 para a obtenção de melhor sobrevivência, porém quando criadas em salinidades 28 pode-se obter um melhor desempenho no desenvolvimento larval.
- ❖ O período lecitotrófico para *U. cordatus* permite a sobrevivência das larvas por aproximadamente 5 dias sem alimentação.
- ❖ Os estágios iniciais de larvas de *C. guanhumi* devem ser criados na salinidade em torno de 25 para obtenção de melhor sobrevivência.
- ❖ O período lecitotrófico para as larvas de *C. guanhumi* permite a sobrevivência das larvas por aproximadamente 7 dias sem alimentação.
- ❖ Os estágios iniciais de larvas de *G. cruentata* devem ser criados na salinidade em torno de 33 para obtenção de melhor sobrevivência.
- ❖ O período lecitotrófico para as larvas de *G. cruentata* permite a sobrevivência das larvas por aproximadamente 6 dias sem alimentação, quando criadas em salinidade 33.

6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABRUNHOSA, J. P. **Aspectos morfofisiológicos de *Goniopsis cruentata* (Latreille, 1803) (Decapoda: Grapsidae), cultivado em laboratório.** 2007. Dissertação (Mestrado em Ecologia de Ecossistemas Costeiros e Estuarinos). Programa de Pós-Graduação em Biologia Ambiental. Universidade Federal do Pará. 61p.
- ABRUNHOSA, F. A.; MENDES, L. N.; LIMA, T. B.; YAMAMOTO, S. O.; OGAWA, C. Y.; OGAWA, M. Cultivo do caranguejo terrestre *Cardisoma guanhumi* (Latreille, 1825) do ovo ao estágio juvenil. **Revista Científica de Produção Animal**, v. 2, n. 2, p. 190-197. 2000.
- ABRUNHOSA, F. A.; NETO, A. A. S.; MELO, M. A.; CARVALHO, L. O. Importância da alimentação e do alimento no primeiro estágio larval de *Ucides cordatus cordatus* (Linnaeus, 1763) (Decapoda: Ocypodidae). **Revista Ciência Agronômica**, v. 33, n. 2, p. 5 – 12. 2002.
- ALVES, M. I. M. Sobre a reprodução do caranguejo-uçá, *Ucides cordatus* (Linnaeus), em mangues do Estado do Ceará (Brasil). **Arquivos de Ciências do Mar**, v. 15, n. 2, p. 85- 91. 1975.
- ALVES, R. R. N. e NISHIDA, A. K. A ecdise do caranguejo-uçá, *Ucides cordatus* L. (Decapoda, Brachyura) na visão dos caranguejeiros. **Interciência**, v. 27, n. 3, p. 110-117. 2002.
- ANGER, K. Physiological and biochemical changes during lecithotrophic larval development and early juvenile growth in the Northern stone crab, *Lithodes maja* (Decapode, Majidae). **Marine Biology**, v. 126, n. 2, p. 283-296. 1996.
- ANGER, K. Salinity tolerance of the larvae and first juveniles of a semiterrestrial grapsid crab, *Armases miersii* (Rathbun). **Journal Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 202, n. 2, p. 205-223. 1996a.
- ANGER, K. **The biology of decapod crustacean larvae.** Crustacean Issues, Vol. 14, A.A. Balkema, Lisse, The Netherlands, 419p. 2001.
- ANGER, K. Salinity as a key parameter in the larval biology of decapod crustaceans. **Invertebrate Reproduction and Development**, v. 43, n. 1, p. 29-45. 2003.
- ANGER, K.; DAWIRS, R. R. Influence of starvation on the larval development of *Hyas araneus* (Decapoda, Majidae). **Helgoländer Meeresuntersuchungen**, v. 34, n. 3, p. 287-311. 1981.
- ANGER, K.; HARMS, J.; MONTÚ, M.; BAKKER, C. Effects of salinity on the larval development of a semiterrestrial tropical crab, *Sesarma angustipes* (Decapoda, Grapsidae). **Marine Ecology Progress, Series**. v. 62, n. 1-2, p. 89-94. 1990.
- ANGER, K.; RIESEBECK, K. e PUSCHEL, C. Effects of salinity on larval and early juvenile growth of an extremely euryhaline crab species, *Armases miersii* (Decapoda: Grapsidae). **Hydrobiologia**, v. 426, n. 1, p. 161-168. 2000.

ANGER, K.; SPIVAK, E.; BAS, C.; ISMAEL, D.; LUPPI, T. Hatching rhythms and dispersion of decapod crustacean larvae in a brackish coastal lagoon in Argentina. **Helgoländer Meeresuntersuchungen**, v. 48, n. 4, p. 445-466. 1994.

ANGER, K.; STORCH, V.; ANGER, V.; CAPUZZO, M. Effects of starvation on moult cycle and hepatopâncreas of stage I lobster (*Homarus americanus*) larvae. **Helgoländer Meeresuntersuchungen**, v. 39, n. 2, p. 107-116. 1985.

ARAÚJO, F. J. F. **Aproveitamento de resíduos do caranguejo Uçá gerados pelas barracas da praia do Futuro como fonte alternativa de adubo orgânico na cultura de feijão Caupi**. 2007. Dissertação (Mestre em Saneamento Ambiental). Universidade Federal do Ceará. 144p.

AVELINE, L. C. Fauna dos manguezais brasileiros. **Revista Brasileira de Geografia**, v. 42, n. 4, p. 786-821. 1980.

AYRES, M., AYRES, J. R. M., AYRES, D. L. e SANTOS, A. S. **BIOESTAT 4.0: Aplicações estatísticas nas áreas biomédicas**. Sociedade Civil Mamirauá; MCT; Imprensa oficial do Estado do Pará. 2005.

BARBOZA, R. S. L.; NEUMANN-LEITÃO, S.; BARBOZA, M. S. L.; BATISTA-LEITE, L. M. A. “Fui no mangue catar lixo, pegar caranguejo, conversar com o urubu”: Estudo socioeconômico dos catadores de caranguejo no litoral Norte de Pernambuco. **Revista Brasileira Engenharia de Pesca**, v. 3, n. 2, p. 117 – 134. 2008.

BOOKHOUT, C. G. Salinity effects on the larval development of *Pagurus benhardus* (L.). **Ophelia**, v. 1, p. 275-294. 1964.

BOTELHO, E. R. O.; SANTOS, M. C. F. e PONTES, A. C. P. Algumas considerações sobre o uso da redinha na captura do caranguejo-uçá, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) no litoral sul de Pernambuco – Brasil. **Boletim Técnico Científico CEPENE**, Recife, v. 8, n. 1, p. 55 – 71. 2000.

BOTELHO, E. R. O.; SANTOS, M. C. F.; SOUZA, J. R. B. Aspectos populacionais do guaiamum, *Cardisoma guanhumi* Latreille, 1825, do estuário do rio Una (Pernambuco – Brasil). **Boletim Técnico-Científico do CEPENE**, Tamandaré, v. 9, n. 1, p. 123-146. 2001.

BRANCO, J. O. Aspectos ecológicos dos Brachyura (Crustacea: Decapoda) no manguezal do Itacorubi, SC – Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 7, n. 1-2, p. 165-179. 1991.

BROSSI-GARCIA, A. L.; M. D. RODRIGUES. Zoal morphology of *Pachygrapsus transversus* (Gibbes) (Decapoda, Grapsidae) reared in the laboratory. Invertebrate Reproduction Development, **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 14, n. 4, p. 803-819. 1997.

CALADO, R.; DIONI'SIO, G.; NUNES, C.; DINIS, M. T. Facultative secondary lecithotrophy in the megalopa of the shrimp *Lysmata seticaudata* (Risso, 1816) (Decapoda: Hippolytidae) under laboratory conditions. **Journal of Plankton Research**, v. 29, n. 7, p. 599–603. 2007.

CASTILHO, G. G. **Aspectos Reprodutivos do Caranguejo-Uçá, *Ucides Cordatus* (L.) (Crustacea, Brachyura, Ocypodidae), Na Baía De Antonina, Paraná, Brasil**. 2006. Dissertação (Mestre em Ciências Veterinárias). Universidade Federal Do Paraná. 102p.

CHARMANTIER, G. Ontogeny of osmoregulation in crustaceans: a review. **Invertebrate Reproduction and Development**, v. 33, n. 2-3, p. 177-190. 1998.

CHARMANTIER, G., GIMÉNEZ, L., CHARMANTIER-DAURES, M., ANGER, K. Ontogeny of osmoregulation, physiological plasticity and larval export strategy in the grapsid crab *Chasmagnathus granulata* (Crustacea, Decapoda). **Marine Ecology Progress Series**, v. 229, p. 185-194. 2002.

COBO, V. J. Breeding of the spider crab *Mithraculus forceps* (A. Milne Edwards) (Crustacea, Majidae, Mithracinae) in the southeastern Brazilian coast. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v. 19, supl. 1, p. 229-234. 2002.

COBO, V. J.; FRANSOZO, A. Fecundity and reproduction period of the red mangrove crab *Goniopsis cruentata* (Brachyura, Grapsidae) São Paulo State, Brazil, p. 527-533. In: J. C. VON KLEIN e F. R. SCHRAN (Eds). **The Biodiversity Crisis and Crustacea**. Amsterdam, A. A. Balkema Publishers, Crustacean Issues v.12, 800p. 1999.

COELHO, P. A. Os crustáceos decápodes de alguns manguezais pernambucanos. **Trabalhos do Instituto Oceanográfico da Universidade Federal de Pernambuco**, Recife. v. 7, p. 71-90. 1965.

CONHOLATO, F. A. **Influência da temperatura e salinidade no desenvolvimento larval de *Cardisoma guanhumi* Latreille, 1825 (Decapoda, Gecarcinidae) em laboratório**. 2004. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas). Universidade Federal do Espírito Santo – Setor de Ciências Biológicas, Departamento de Pós-graduação em Ciências Biológicas, Vitória – ES (Brasil), 38p.

COSTA-NETO, E. M.; LIMA, K. L. G. Contribuição ao estudo da interação entre pescadores e caranguejos (Crustacea, Decapoda, Brachyura): Consideração etnobiológicas em uma comunidade pesqueira do Estado da Bahia, Brasil. **Actual Biological**, v. 22, n. 73, p. 195-202. 2000.

COSTA, T. M.; NEGREIROS-FRANSOZO, M. L. Fecundidade de *Callinectes danae* Smith, 1869 (Crustacea, Decapoda, Portunidae) na região de Ubatuba (SP), Brasil. **Arquivos de Biologia e Tecnologia**, Curitiba, v. 39, n. 2, p. 393-400. 1996.

COSTA, T. M.; NEGREIROS-FRANSOZO, M. L.. Population biology of *Uca thayeri* Rathbun, 1900 (Brachyura, Ocypodidae) in a subtropical South American mangrove area: results from transect and catch-per-unit-effort techniques. **Crustaceana**, Leiden, v. 75, n. 10, p. 1201-1218. 2002.

COSTLOW JR., J. D.; BOOKHOUT, C. G. The effect of environmental factors on development of the land-crab, *Cardisoma guanhumi* Latreille. **American Zoologist**, v. 8, n. 3, p. 399-410. 1968.

COSTLOW JR., J. D.; BOOKHOUT, C. G. The complete larval development of the land-crab, *Cardisoma guanhumi* Latreille in the laboratory (Brachyura, Gecarcinidae). **Crustaceana**, suppl.II, p. 259-270. 1968a.

COSTLOW JR, J. D.; BOOKHOUT, C. G.; MONROE, R. The effect of salinity and temperature on larval development of *Sesarma cinereum* (Bosc) reared in the laboratory. **Biological Bulletin**, v. 118, p. 183-202. 1960.

CRANE, J. Fiddler crabs of the world. **Ocypodidae: genus *Uca***. Princeton University Press, Princeton, v. 24, 736pp. 1975.

DIELE, K. **Life history and population structure of the exploited mangrove crab *U. cordatus* (L.) (Decapoda: Brachyura) in the Caeté estuary, North Brazil**. Bremen, 2000. Tese (Doutorado na área de especialidade 2 – Biologia/Química) - Zentrum für Marine Tropenökologie, Universität Bremen. 103p.

DIELE, K. e SIMITH, D. J. Salinity tolerance of northern Brazilian mangrove crab larvae *Ucides cordatus* (Ocypodidae): Necessity for larval export? **Estuarine Coastal and Shelf Science**, 68: 600-608. 2006.

DIESEL, R. e SCHUH, M. Effects of salinity and starvation on larval development of the crabs *Armases ricordi* and *A. roberti* (Decapoda: Grapsidae) from Jamaica, with notes on the biology and ecology of adults. **Journal of Crustacean Biology**, v. 18, n.3, p. 423-436. 1998.

DOBSON, A. **An introduction to generalized linear models**. 2nd ed. Chapman e Hall/CRC, Texts in statistical science series. 2002.

FARIAS, J. e F. ABRUNHOSA. The complete larval development of *Armases benedicti* (Rathbun) (Decapoda, Sesaemidae), from Amazon region, reared in the laboratory. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v. 23, n. 2, p. 460-470. 2006.

FERNANDES, L. D. A.; BONECKER, S. L. C.; VALENTIN, J. L. Dynamic of decapod crustacean larvae on the entrance of Guanabara bay. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 45, n. 4, p. 491-498. 2002.

FRANSOZO, A.; CUESTA, J. A.; NEGREIROS-FRANSOZO, M L. The first zoeal stage of two species of Grapsidae (Decapoda, Brachyura) and a key to such larvae from the Brazilian coast. **Crustaceana**, v. 71, n. 3, p. 331-343. 1998.

FRANSOZO, A.; NEGREIROS-FRANSOZO, M. L. Influência da salinidade no desenvolvimento larval de *Eriphia gonagra* (Fabricius, 1781) e *Sesarma* (holometopus) *rectum* Randall, 1840 (Crustacea, Decapoda), em laboratório. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 46, n. 2, p. 439-446. 1986.

GIFFORD, C. A. Some observations on the general biology of the land crabs, *Cardisoma guanhumi* (Latreille), in south Florida. **The Biological Bulletin**, v. 123, n. 1, p. 207-223. 1962.

GÓES, P.; SAMPAIO, F. D. F; CARMO, T. M. S.; TOSO, G. C; LEAL, M. S. Comportamento e período reprodutivo do caranguejo do mangue *Ucides cordatus*. **Anais do V Simpósio de Ecossistemas Brasileiros: Conservação**, Universidade Federal do Espírito Santo, v. 2, p. 335-345. 2000.

HATTORI, G. Y.; PINHEIRO, M. A. A. Fertilidade do caranguejo de mangue *Ucides cordatus* (Linnaeus) (Crustacea, Brachyura, Ocypodidae), em Iguape (São Paulo, Brasil). **Revista Brasileira Zoologia**, v. 20, n. 2, p. 309-313. 2003.

HEBLING, N. J. **Desenvolvimento pós-embrionário de *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) (Crustacea, Decapoda, Gecarcinidae)**. 1982. Dissertação (Mestre em Zoologia de Invertebrados). Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”. 101p.

HERNÁNDEZ, M. R.; BUCKLE, L. F. R.; PALACIOS, E.; BARÓN, B. S. Preferential behavior of White shrimp *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931) by progressive temperature-salinity simultaneous interaction. **Journal of Thermal Biology**, v. 31, n. 7, p. 565-572. 2006.

HERREID, C. F. Skeletal measurements and growth of the land crab *Cardisoma guanhumi* Latreille. **Crustaceana**, v. 13, n. 1, p. 39-44. 1967.

IBAMA. **Lagosta, caranguejo-uçá e camarão do Nordeste**. Brasília, DF: IBAMA. p. (Coleção Meio Ambiente, Série Estudos-Pesca, 10), p. 107-140. 1994.

JABLONSKI, S.; AZEVEDO, A. F.; MOREIRA, L. H. A.; SILVA, O. C. A. Uma avaliação das capturas do Caranguejo-Uçá (*Ucides cordatus*) nos Manguezais da baía de Guanabara, Rio de Janeiro, Brasil. **Revista da Gestão Costeira Integrada**. (no prelo).

KATHIRESAN, K. e B. L. BINGHAM. **Biology of Mangroves and Mangrove Ecosystems**. Ed. Academic Press, New York, 251p. 2001.

KJERFVE, B. e L. D. LACERDA, Management and Status of the Mangroves of Brazil. ISME/ITTO publ., Conservation and Sustainable Utilization of Mangrove Forest in Latin America and Africa Regions. Part I, **Latin America**, n.2, p. 245-272. 1993.

LÁREZ, M. B.; PALAZÓN-FERNÁNDEZ, J. L.; BOLAÑOS, C. J. The effect of salinity and temperature on the larval development of *Mithrax caribbaeus* Rathbun, 1920 (Brachyura, Majidae) reared in the laboratory. **Journal of Plankton Research**, v. 22, n. 10, p. 1855-1869. 2000.

LUPPI, T. A.; SPIVAK, E. D.; BAS, C. C. The effects of temperature and salinity on larval development of *Armases rubripes* Rathbun, 1897 (Brachyura, Grapsoidea, Sesarmidae), and the southern limit of its geographical distribution. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, v. 58, n. 3, p. 575-585. 2003.

MACHADO, D. Catadoras de caranguejo e saberes tradicionais na conservação de manguezais da Amazônia Brasileira, **Estudos Feministas**, Florianópolis, v. 15, n. 2, p. 485-490. 2007.

McCONAUGHA, J. R. 1985. **Nutrition and larval growth**. In: WENNER, A.M. Larval Growth. Santa Barbara: University of California, p.127-154.

MELO, G. A. S. **Manual de identificação dos Brachyura (caranguejos e siris) do litoral brasileiro**. São Paulo, Ed. Plêiade/FAPESP, 604p. 1996.

MELO, M. A. **Desenvolvimento e morfologia funcional dos estômagos de larvas e pós-larvas dos crustáceos Decapoda**. 2005. Dissertação (Mestre em Engenharia de Pesca) Universidade Federal do Ceará. 88p.

MENDES, L. N. **Reprodução do caranguejo guaiamum, *Cardisoma guanhumi* Latreille, 1825, (Crustacea, Decapoda), capturado em manguezais do estado do Ceará**. 2004. Dissertação (Mestrado em Engenharia de Pesca). Universidade Federal do Ceará . 43p.

MORGAN, S. G. e CHRISTY, J. H. Planktivorous fishes as selective agents for reproductive synchrony, **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 209, n. 1-2, p. 89-101. 1997.

MOURA, N. F. O. e P. A. COELHO. Maturidade sexual fisiológica em *Goniopsis cruentata* (Latreille) (Crustacea, Brachyura, Grapsidae) no Estuário do Paripe, Pernambuco, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v. 21, n. 4, p. 1011-1015. 2004.

NEGREIROS-FRANZOZO, M. L.; FRANZOZO, A.; MANTELATTO, F. L. M.; NAKAGAKI, J. M.; SPILBORGHES, M. C. F. Fecundity of *Paguristes tortugae* Schmit, 1933 (Crustacea, Decapoda, Anomura) in Ubatuba (SP) Brasil. **Revista Brasileira Biologia**, v. 52, n. 4, p. 547-553. 1992.

NG, P. K. L.; GUINOT, D.; DAVIE, P. J. F. Systema Brachyurorum: Part. I. An annotated checklist of extant Brachyuran crabs of the world. **The Raffle Bulletin of Zoology**, v. 17, p. 1-286. 2008.

NISHIDA A. K. **Catadores de moluscos do litoral Paraibano. Estratégias de subsistência e formas de percepção da natureza**. 2000. Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais) Universidade Federal de São Carlos - São Carlos. 120 p.

O'CONNOR, N. J.; EPIFANIO, C. E. The effect of salinity on the dispersal and recruitment of fiddler crab larvae. **Journal of Crustacean Biology**, v. 5, n. 1, p. 137-145. 1985.

OGAWA, M.; SILVA, A. I. M.; OGAWA, N. B. P.; MAIA, E. L.; NUNES, M. L. Adequações tecnológicas no processamento da carne de caranguejo, **Ciência e Tecnologia de Alimentos**, v.28, n. 1, p. 78-82. 2008.

PILLAY, K. K. e ONO, Y The breeding cycles of two species of grapsid crabs (Crustacea: Decapoda) from the north coast of Kyushu, Japan. **Marine Biology**, v. 45, n. 3, p. 237- 248. 1978.

PINHEIRO, M. A. A.; FISCARELLI, A. G. **Manual de apoio à fiscalização do Caranguejo-uçá (*Ucides cordatus*)**. Itajaí, Santa Catarina: Centro de Pesquisa e Gestão de Recursos Pesqueiros do Litoral Sudeste e Sul - CEPSUL. 60p. 2001.

PINHEIRO, M. A. A.; FRANZOZO, A. Reproductive behavior of the swimming crab *Arenaeus cribarius* (Lamack, 1818) (Brachyura, Portunidae) on the north coast of São Paulo State, Brazil. **Journal of Crustacean Biology**, Wood Hole, v. 22, n. 2, p. 416-428. 2002.

QUEIROGA, H. **Processos de dispersão e recrutamento das larvas do caranguejo *Carcinus maenas* (L.) na Ria Aveiro**. 1995. Tese de doutorado, Universidade de Aveiro, Portugal. 268p.

QUEIROGA, H.; COSTLOW, J. D.; MOREIRA, M. H. Vertical migration of the crab *Carcinus maenas* first zoea in an estuary: implications for tidal stream transport. **Marine Ecology Progress Series**, v. 149, p. 121-132. 1997.

ROBERTSON, A. I. Plant-animal interactions and structure and function of mangrove forest ecosystems. **Australian Journal of Ecology**, v. 16, n. 4, p. 433-443. 1991.

RODRIGUES, M. D. **Desenvolvimento pós-embrionário de *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) (Crustacea, Decapoda, Gecarcinidae)**. São Paulo. 1982. Dissertação (Mestrado em Zoologia de Invertebrados)- Instituto de Biociências. Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho. Rio Claro, SP. 101p.

RODRIGUES, M. D. e HEBLING, N. J. *Ucides cordatus cordatus* (Linnaeus, 1763) (Crustacea, Decapoda). Complete larval development under laboratory conditions and its systematic position. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 6, n. 1, p. 147-166. 1989.

SAMPAIO, F. D. F. **Aspectos reprodutivos relacionados à proteção jurídica do caranguejo *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) (Crustacea, Decapoda, Brachyura) no Espírito Santo**. 2002. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas). Universidade Federal do Espírito Santo. 90p.

SANT'ANNA, B. S. **Biologia reprodutiva do caranguejo-uçá, *Ucides Cordatus* (Linnaeus, 1763), em Iguape - Sp, Brasil**. 2006. Dissertação (Mestre em Aqüicultura e Pesca). Programa de Pós-graduação em Aqüicultura e Pesca do Instituto de Pesca – APTA – SAA, SP. 64p.

SANTAROSA-FREIRE, A. **Dispersão larval do caranguejo do mangue *Ucides cordatus* (L. 1763) em manguezais da baía de Paranaguá, Paraná**. 1998. Tese (Doutorado em Ciências) Universidade de São Paulo, Instituto Oceanográfico. 67p.

SANTOS, E. P. **Dinâmica de populações aplicadas à pesca e piscicultura**. Editora de Humanismo, Ciência e Tecnologia e Editora da Universidade de São Paulo, 129p. 1978.

SASTRY, A. N. Ecological aspects of reproduction. In: W. B. Vernberg (ed.), **The biology of Crustacea: environment adaptations**, (Academic Press, New York), v. 8, p. 179-270. 1983.
SCHAEFFER-NOVELLI, Y. **Manguezal: ecossistema entre a terra e o mar**. São Paulo: Caribbean Ecological Research, 64p. 1995.

SCHUH, M.; DIESEL, R. Effects of salinity, temperature, and starvation on the larval development of *Armases* (= *Sesarma*) *mierssi* (Rathbun, 1897) a semiterrestrial crab with abbreviated development (Decapoda: Grapsidae). **Journal of Crustacean Biology**, v. 15, n. 2, p. 205-213. 1995a.

SILVA-FALCÃO, E. C.; SEVERI, W.; ROCHA, A. F. Dinâmica espacial e temporal de zoeas de *Brachyura* (Crustacea, Decapoda) no estuário do Rio Jaguaribe, Itamaracá, Pernambuco, Brasil. **Iheringia**, série Zool., v. 97, n. 4, p. 434-440. 2007.

SILVA, R. Aspectos etnobiológicos, biológicos e viabilidade para o cultivo de larvas e juvenis em laboratório de *Cardisoma guanhumi* Latreille, 1828. 2006. Tese (Doutorado em Ciências) Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 121p.

SILVA, R.; OSHIRO, L. M. Y. Aspectos de reprodução do caranguejo guaiamum, *Cardisoma guanhumi* Latreille (Crustacea, Decapoda, Gecarcinidae) da Baía de Sepetiba, Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 19, (supl. 1, p. 71-78. 2002.

SILVA, U. A. T. Cultivos experimentais de caranguejo-uçá, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1673). Curitiba, 2002. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias), Universidade Federal do Paraná. 89 p.

SILVA, U. A. T. Recuperação populacional de caranguejo-uçá, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763), através da liberação de formas imaturas em áreas antropicamente pressionadas. 2007. Tese (Doutorado em Zoologia). Universidade Federal do Paraná. 174pp.

SILVA, Z. S.; OSHIRO, L. M. Y. Aspectos reprodutivos de *Goniopsis cruentata* (Latreille) (Crustacea, Brachyura, Grapsidae) na Baía de Sepetiba, Rio de Janeiro, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 19, n. 3, p. 907-914. 2002a.

SIMITH, D. J. B.; DIELE, K. O efeito da salinidade no desenvolvimento larval do caranguejo - uçá, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) (Decapoda: Ocypodidae) no Norte do Brasil. **Acta Amazonica**, v. 38, n. 2, p. 345 – 350. 2008.

SMITH, T. J. Seed predation in relation to tree dominance and distribution in tropical tidal forests. **Ecology**, v. 68, n. 2, p. 266-273. 1987.

SOUZA, K. P. M.; COSTA, R. M.; ABRUHOSA, F. A.; PEREIRA, L. C. C. Efeito de diferentes dietas sobre a muda dos estágios iniciais de *Ucides cordatus* (LINNAEUS, 1763) (Decapoda: Ocypodidae). Bol. Mus. Para. Emílio Goeldi, **Ciências Naturais**, v. 1, n. 3, p. 97-102. 2006.

TAISSOUN, N. E. El cangrejo de tierra *Cardisoma guanhumi* (Latreille) em Venezuela. **Boletín del Centro de Investigaciones Biológicas**. Universidad del Zulia, 50p. 1974.

CAPÍTULO II

Influência da alimentação no desenvolvimento inicial em larvas de *Ucides cordatus* (Decapoda: Ucididae) em laboratório.

RESUMO

O presente estudo teve como objetivo avaliar a influência de algumas espécies de microalgas e de rotífero na alimentação de larvas de *U. cordatus* durante a fase inicial de desenvolvimento. As larvas recém-eclodidas foram obtidas através de fêmeas ovígeras capturados pelos caranguejeiros. O experimento consistiu de 5 diferentes tratamentos: Tratamento 1 – microalga *Nannochloropsis oculata*; Tratamento 2 – microalga *Tetraselmis chuii*; Tratamento 3 – microalga *Chaetoceros sp.*; Tratamento 4 – rotíferos, *Brachionus plicatilis* - Tratamento 5 - grupo controle (sem alimento), com 3 réplicas por tratamento, totalizando 15 unidades experimentais. Cada unidade experimental consistiu de um frasco de 1000 mL contendo 500 ml de alimento, com salinidade de 33, densidade de 75 larvas e com aeração constante. Apesar dos tratamentos T1 (*N. oculata*) e T2 (*T. chuii*) apresentarem melhores curvas de sobrevivência, somente o Tratamento T1 (*N. oculata*) apresentou diferença significativa (qui-quadrado = 5,115; p = 0,0237) em relação ao grupo controle (T5), indicando que entre as microalgas testadas, a *N. oculata* apresentou melhor desempenho das larvas, até o 6º dia de desenvolvimento, com 85,85% de sobrevivência. Em relação ao desenvolvimento das larvas, as que apresentaram maior percentual de mudas de zoea I para o zoea II foram as dos tratamentos T1 (*N. oculata*), T2 (*T. chuii*) e T4 (rotíferos, *B. plicatilis*). As larvas do tratamento T5 (grupo controle) realizaram mudas para o segundo estágio, mesmo sem a presença de alimento, entretanto os resultados demonstram que as larvas necessitam de alimento na fase inicial de desenvolvimento e que uma alimentação inadequada afeta tanto a sobrevivência quanto o desenvolvimento larval.

Palavras-chave: Larvas, *Ucides cordatus*, microalgas, rotíferos

ABSTRACT

The present study aimed to evaluate the influence of some species of microalgae and rotifer feeding of *U. cordatus* larvae during the initial phase of development. The newly hatched larvae were obtained from ovigerous females caught by crab collectors. The experiment consisted of five treatments: Treatment 1 - microalgae *Nannochloropsis oculata*; Treatment 2 - microalgae *Tetraselmis chuii*; Treatment 3 - microalgae *Chaetoceros sp.* Treatment 4 - rotifers, *Brachionus plicatilis* - Treatment 5 - control group (without food), with three replicates per treatment totaling 15 experimental units. Each experimental unit consisted of a 1000 mL recipient containing 500 ml of food, with a salinity of 33, density of 75 larvae and with constant aeration. Despite T1 (*N. oculata*) and T2 (*T. chuii*) showed better survival curves, only the T1 treatment (*N. oculata*) showed significant difference (chi-square = 5.115, $p = 0.0237$) compared to control group (T5), indicating that among the microalgae tested, *N. oculata* showed better performance of the larvae until the 6th day of development, with 85,85% of survival. Regarding the larvae development which showed a higher percentage of molts from zoea I to zoea II were those of T1 (*N. oculata*), T2 (*T. chuii*) and T4 (rotifers, *B. plicatilis*). Larvae of the treatment T5 (control group) molted for the second stage, even in the absence of food, however the results showed that the larvae need food in the early stage of development and that poor nourishment affects both the survival as the larvae development.

Keywords: Larvae, *Ucides cordatus*, microalgae, rotifers

1 INTRODUÇÃO

Ucides cordatus (Linnaeus, 1763) é uma das espécies mais comuns da fauna de caranguejos dos manguezais brasileiros e se destaca por ser uma espécie de importância econômica.

As mudanças nas áreas de manguezais devido à degradação ambiental, somados à comercialização em larga escala e a mortalidade ocasionada por doenças podem afetar a estrutura populacional de *U. cordatus* em seu ambiente natural (SILVA, 2007).

Dentre as legislações do IBAMA, a portaria nº 034 /03-N, de 24 de junho de 2003, tem contribuído para ações de manejo da espécie através do estabelecimento de um período de defeso para as Regiões Norte e Nordeste, entre 1º de dezembro a 31 de maio, e a proibição da comercialização de qualquer indivíduo da espécie, *U. cordatus* cuja largura de carapaça seja inferior a 6,0 cm (seis centímetros).

A recuperação das populações através do repovoamento com formas imaturas da espécie pode vir a viabilizar o equilíbrio estrutural dessas populações. Neste sentido, técnicas de repovoamento vêm sendo realizadas em diversas regiões do mundo como uma forma de manejo (DAVIS et al., 2005), por exemplo na Baía de Chesapeake – EUA com o siri azul *Callinectes sapidus* (DAVIS et al., 2004 e 2005a).

Segundo Lee e Wickins (1997), o cultivo de caranguejos braquiúros é considerado uma atividade escassa devido às dificuldades encontradas tanto na fase de larvicultura como na engorda, devido à baixa sobrevivência das larvas, canibalismo acentuado, territorialismo e crescimento lento.

Para a obtenção de uma taxa de sobrevivência satisfatória no cultivo das larvas em laboratório para fins de repovoamento, torna-se necessário o conhecimento tanto de técnicas apropriadas para o cultivo como das necessidades nutricionais das larvas.

Silva (2007) recomenda que as análises das taxas de sobrevivência obtidas durante os experimentos, não sejam baseadas somente nos resultados finais, pois os resultados parciais obtidos durante o cultivo também podem apresentar resultados para auxiliar no desenvolvimento de tecnologias mais adequadas de manejo. Pois o período pós-embrionário das larvas de crustáceos é composto de múltiplos estágios de desenvolvimento, identificando-se assim a necessidade de um complexo e elaborado protocolo de alimentação (ZMORA et al., 2005).

Para a larvicultura de camarões marinhos em larga escala vêm sendo utilizadas na aquicultura em todo o mundo, microalgas dos gêneros *Tetraselmis* e *Chaetoceros* desde a década de 60 (GUILLARD, 1975). E de acordo com Silva (2007) as microalgas passaram a fazer parte da alimentação na larvicultura de caranguejos somente a partir da década de 90. No entanto, segundo Moreira (2007) a falta de conhecimento sobre o valor nutricional das microalgas gera um problema relacionado ao seu uso no cultivo de larvas, pois diversas espécies de microalgas já foram testadas como fonte de alimento, porém nem todas supriram as necessidades nutricionais das larvas.

De acordo com Becker (1995) e Brown et al. (1997) as microalgas devem possuir alguns critérios nutricionais para suprir essas exigências, tais como: não serem tóxicas, o tamanho deve ser apropriado para serem ingeridas, a digestibilidade da parede celular e terem composição bioquímica essencial.

Juntamente com o uso das microalgas, a utilização de alimento vivo é uma prática fortemente utilizada na larvicultura de crustáceos. Nos estudos realizados por Becker (2008) para *U. cordatus* e Baylon (2009) para *Scylla tranquebarica*, verificou-se que a utilização somente de rotíferos demonstrou não suprir a necessidade nutricional dependendo do estágio de desenvolvimento em que a larva se encontra, porém alguns autores (GILIBERTO e MAZZOLA, 1981; BARBIERI JR. e NETO, 2002; HOFF e SNELL; 2004) citam que os

rotíferos apresentam algumas características que os tornam atrativos para o uso na alimentação das larvas, como rápida reprodução, pequeno tamanho (120-300µm), baixa velocidade natatória, razoável qualidade nutricional, facilidade de bioenriquecimento e de cultivo.

Portanto, identificar um melhor protocolo de alimentação tem sido foco das pesquisas em larvicultura, pois a eficiência de um programa de cultivo em sistemas artificiais, expressos pelas taxas de crescimento e sobrevivência, está relacionada com níveis de nutrientes adequados a alimentação que atendam as necessidades nutricionais das larvas (EPIFÂNIO, 1979; UKELES, 1980; ENRIGHT et al., 1986; WHYTE, 1987 e O'CONNOR et al., 1992).

Neste sentido, o presente estudo procurou avaliar a eficiência de diferentes microalgas e de rotíferos, na alimentação das larvas de *U. cordatus* durante a fase inicial de desenvolvimento.

2 REVISÃO DE LITERATURA

U. cordatus possui ampla distribuição geográfica, sendo encontrada desde a Flórida no Atlântico Ocidental ao sul do Brasil (Santa Catarina) (MELO, 1996). Essa espécie é habitante dos manguezais e tem grande importância econômica, sendo consumido em várias regiões brasileiras (HATTORI e PINHEIRO, 2003) e também no Suriname e República Dominicana (NASCIMENTO, 1993).

Estudos realizados com larvas de *U. cordatus* são pouco frequentes, tanto bioecológicos como experimentais. Trabalho realizado por Santarosa-Freire (1998), na Baía de Paranaguá permitiu determinar, que o ritmo de emissão de larvas era semilunar. Já Diele (2000), verificou que a eclosão das larvas ocorre em sincronia com as marés altas e vazantes, relacionado ao transporte das larvas para águas costeiras. Segundo essa mesma autora, estas larvas permanecem nessas águas até a finalização do seu desenvolvimento, e ao chegarem à fase de megalopa, estas retornam ao estuário durante as marés de enchente em épocas de lua cheia e lua nova.

O primeiro cultivo experimental das larvas de *U. cordatus* foi realizado por Rodrigues & Hebbeling (1989), utilizando náuplios de artêmia *ad libitum*, como alimento, e obtiveram seis estádios de zoea e um estágio de megalopa. E esses mesmos autores realizaram a descrição morfológica de todos os estágios de desenvolvimento.

Abrunhosa et al. (2002) afirmaram que náuplios de artêmia não são considerados como um alimento natural para muitas espécies, no entanto tem sido utilizados na alimentação das larvas de crustáceos, obtendo excelentes resultados.

Segundo Diele (2000), a utilização de náuplios de artêmia não gerou bons resultados no desenvolvimento das larvas de *U. cordatus* pois as larvas morreram antes de atingirem a fase de zoea IV. Resultado semelhante foi observado por Silva (2007), pois todas as larvas morreram antes de atingirem o estágio de zoea V, enquanto as larvas alimentadas com a microalga *Nannochloropsis oculata* e rotíferos atingiram 70% de muda e destes, 26% completaram a metamorfose para megalopa. Também Becker (2008), verificou a mortalidade total no tratamento com náuplios de artêmia ainda no estágio de zoea IV e no tratamento com a microalga e rotíferos, a taxa de sobrevivência em zoea V foi de 86,5% e zoea VI 10,5%. E segundo esse último autor, a baixa sobrevivência nas fases finais do desenvolvimento, sugere a necessidade de uma complementação nutricional nesta fase.

Fazendo a comparação de diferentes microalgas, juntamente com rotíferos, na alimentação de larvas de *U. cordatus*, Silva (2007) verificou a taxa de sobrevivência até a fase de megalopa de 9,94% para *N. oculata*, já para *Chaetoceros muelleri* essa taxa chegou a 14,84% e para *Tetraselmis gracilis* foi de 13,67%. Becker (2008) também obteve uma baixa taxa de sobrevivência no tratamento com *N. oculata* (15,1%), e porcentagens mais elevadas para as microalgas *Thalassiosira fluviatilis* (37,3%), *C. muelleri* (29,8%) e *T. gracilis* (20%).

Do mesmo modo que a alimentação influencia a sobrevivência, também afeta o desenvolvimento, ocasionando aumento no período de permanência nos estágios ou até mesmo a redução nas porcentagens de muda para estágios seguintes. Com isso, os estudos buscam identificar tais influências, como aquele realizado por Abrunhosa et al. (2002) em larvas de *U. cordatus*, onde verificaram que o tratamento com a microalga *Dunaliella sp.*, apresentou 81,7% de muda para o segundo estágio enquanto o tratamentos com artêmia apresentaram um percentual de 43,3%.

Souza et al. (2006), observaram resultados diferentes para larvas de *U. cordatus*, obtendo 17% de muda no tratamento com *D. viridis* e 18,3% com artêmia. Ainda segundo esses autores, o melhor resultado foi de 80% de muda quando as larvas foram alimentadas com uma dieta mista de microalga *Thalassiosira weissflogii* com náuplios de artêmia.

Do mesmo modo, Becker (2008) usou náuplios de artêmia, a microalga *N. oculata* juntamente com rotíferos *B. plicatilis* e verificou que o maior percentual de muda para zoea II ocorreu no tratamento de microalga e rotíferos (95,2%) enquanto o tratamento somente com Artêmia foi de 23,8%.

Para as demais espécies, foram verificados resultados semelhantes, como Silva (2006), no cultivo experimental de larvas de *C. guanhumi*, uma dieta mista (microalgas, rotíferos e artêmia), proporcionou melhores condições para a realização da metamorfose das larvas para megalopa.

De acordo com Souza et al. (2006) as larvas de crustáceos apresentam necessidades nutricionais diferenciadas em cada fase do desenvolvimento, e esta necessidade aumenta de acordo com o avanço do desenvolvimento. E segundo Valenti (1991) a administração de uma alimentação inadequada, gera distúrbios tanto na sobrevivência quanto no tempo de desenvolvimento larval.

Melo (2005) cita que os estudos geralmente se concentram em resultados obtidos somente a partir da oferta de diferentes tipos e densidades de alimento, e não levam em conta características básicas do sistema digestório.

Portanto, alguns estudos buscam identificar a funcionalidade do aparelho digestório das larvas, para auxiliar na identificação de um alimento apropriado para cada fase de desenvolvimento, bem como o melhor período para a inserção do alimento no cultivo das larvas.

Abrunhosa et al. (2003) afirmaram que o estômago de zoea I de *U. cordatus*, não possui função de moagem, devido à ausência de um moinho gástrico complexo, mas está adaptado a função de mistura de alimentos moles. Já para a espécie *G. cruentata*, Abrunhosa (2007) descreveu que a presença de inúmeras e largas cerdas encontradas nos apêndices bucais e nas câmaras cardíacas e pilóricas indica a funcionalidade do aparelho digestório, demonstrando que o alimento é essencial para o desenvolvimento das larvas. Da mesma forma, Melo et al. (2006) descreveram o estômago das larvas de *Sesarma curacaoense* e verificaram que também eram funcionais e aptos à função de mistura, indicando como alimentação na fase inicial de desenvolvimento náuplios de *Artemia sp.*, rotíferos e microalgas.

A capacidade de absorção de nutrientes é modificada de acordo com a fase em que a larva se encontra (Le-Vay et al., 1993; Le Moullac et al., 1997; Lemos e Rodriguez, 1998). Assim, Melo (2005) sugere que os alimentos administrados apresentem características físicas de acordo com a capacidade de processamento do aparelho digestório das larvas.

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 Coleta das fêmeas

As fêmeas ovígeras de *U. cordatus* (Fig. 1) foram capturadas pelos caranguejeiros no manguezal de Barra de Guaratiba – RJ.



Figura 1 – Fêmea ovígera de *U. cordatus* no aquário de eclosão

As fêmeas coletadas foram levadas para o laboratório da Estação de Biologia Marinha (EBM) da UFRRJ, em Itacuruçá – RJ, onde foram alojadas em caixas de polietileno com capacidade de 500 litros, com nível da água do mar até que os animais ficassem submersos. O fluxo de água foi constante e foram colocados pedaços de tubo de PVC para servirem de abrigo. Próximo à eclosão das larvas, as fêmeas foram transferidas para aquários com capacidade de 40 L, com aeração constante e nível de água até a submersão dos animais (Fig. 1).

A alimentação das fêmeas consistiu de folhas do mangue *Rhizophora mangle*, *Avicennia germinans*, *Laguncularia racemosa* e pequenos pedaços de pescado e foi realizada a cada 2 dias, juntamente com a limpeza dos tanques.

Durante o período de permanência das fêmeas nas caixas, a cada 3 dias foi retirada uma pequena amostragem da massa de ovos, para a verificação do estágio embrionário, que foi classificada de acordo com a descrição morfológica proposta por Pinheiro & Fiscarelli (2001), com base na porção de vitelo remanescente e surgimento das estruturas embrionárias em oito estágios embrionários (Fig. 2).

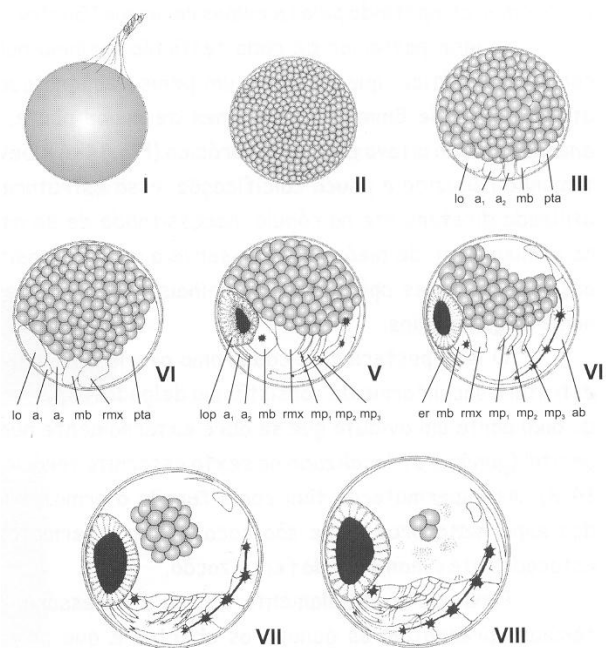


Figura 2 – *U. cordatus*. Desenho esquemático de oito estágios embrionários ressaltando as principais estruturas embrionárias (a_1 = antênula; a_2 = antena; ab = abdome; er = espinho rostral; lo = lobo óptico pigmentado; mb = mandíbula; rmx = rudimento da maxila e maxílula; mp_2 a mp_3 = maxilípedes 1 a 3; pta = processo torácico-abdominal) (Fonte: PINHEIRO e FISCARELLI, 2001).

Após a eclosão das larvas, as fêmeas foram retiradas e transferidas para uma caixa de polietileno, onde permaneceram durante todo o período do experimento, ficando em observação para a verificação de novas desovas.

As larvas utilizadas no experimento foram aquelas eclodidas de uma única fêmea, para reduzir a variabilidade genética entre os tratamentos.

3.2 Experimento

As larvas recém eclodidas foram recolhidas dos aquários de eclosão, transferidas para bacias plásticas brancas, onde foram coletadas com auxílio de uma fonte de luz e uma pipeta.

As larvas foram colocadas em recipientes plásticos cônicos com capacidade de 2L, cada recipiente foi preenchido com 500 ml dos respectivos tipos de alimento, com salinidade de 33, e aeração constante. Os recipientes foram revestidos com saco plástico preto, a fim de evitar a penetração de luz (fig. 3).

Em cada unidade experimental foram colocadas 75 larvas.

O experimento consistiu de 5 diferentes tratamentos: Tratamento 1 – microalga *Nannochloropsis oculata*; Tratamento 2 – microalga *Tetraselmis chuii*; Tratamento 3 – microalga *Chaetoceros sp.*; Tratamento 4 - rotíferos *Brachionus plicatilis*; Tratamento 5 - grupo controle, com 3 réplicas por tratamento totalizando 15 unidades experimentais.



Figura 3 – Experimento de alimentação das larvas de *U. cordatus*, sem o revestimento de plástico preto.

A limpeza e a contagem das larvas foram realizadas diariamente com a transferência do conteúdo dos recipientes para uma bacia branca, para facilitar a visualização das larvas vivas. Estas larvas foram recolhidas com o auxílio de uma pipeta, colocadas em pequenos recipientes plásticos para serem devolvidas à unidade experimental (fig. 4). A renovação do alimento foi feito a cada 2 dias.



Figura 4 - Material utilizado na coleta das larvas para a montagem do experimento.

Após a contagem, as larvas foram devolvidas aos respectivos recipientes já preenchidos com o alimento. Os resíduos e as larvas mortas foram descartados.

A cada 3 dias foi retirada uma amostra de 10 larvas de cada tratamento para a identificação do estágio de desenvolvimento larval, conforme descrição morfológica proposta por Rodrigues e Hebling (1989).

A água salgada utilizada no experimento foi obtida através de bombeamento, diretamente da água do mar da praia de Itacuruçá, passando por uma filtração mecânica, por um filtro biológico e UV (Fig. 5).



Figura 5 – A) filtro mecânico e B) filtro biológico

Os rotíferos e algas foram trazidos do laboratório da Estação de Aquicultura Almirante Paulo Moreira (EAAPM), da Fundação do Instituto de Pesca do Estado do Rio de Janeiro (FIPERJ). Na Estação de Biologia Marinha (EBM), as microalgas foram mantidas em galões com capacidade de 10 litros e aeração constante. O manejo consistiu na adubação e repicagem a cada 4 dias. E os rotíferos foram armazenados em galões com capacidade de 5 litros, com aeração constante e alimentados com a microalga *Nannochloropsis oculata*.

3.3 Análise estatística

A análise de dados consistiu na estimativa de sobrevivência de cada tratamento, ao nível de 95% e a identificação dos riscos de mortes, de acordo com o tempo, usando a estimativa Kaplan-Meier (DOBSON, 2002).

Os padrões de sobrevivência foram comparados pelo teste Log-Rank (AYRES et al., 2005), que analisa a taxa de sobrevivência entre duas amostras, cujas observações foram efetuadas em períodos e intervalos idênticos. As análises foram realizadas utilizando o *software* Bioestat 4.0.

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

A eclosão das larvas ocorreu durante a fase de lua cheia, apresentando segundo classificações propostas por Queiroga (1995), um ritmo de eclosão lunar.

Durante todo o cultivo experimental, a temperatura do ar variou de 26,7 a 27,9°C (média 27,3°C) e a temperatura da água de 25,8 a 27,5°C (média 26,6°C) (Fig. 2).

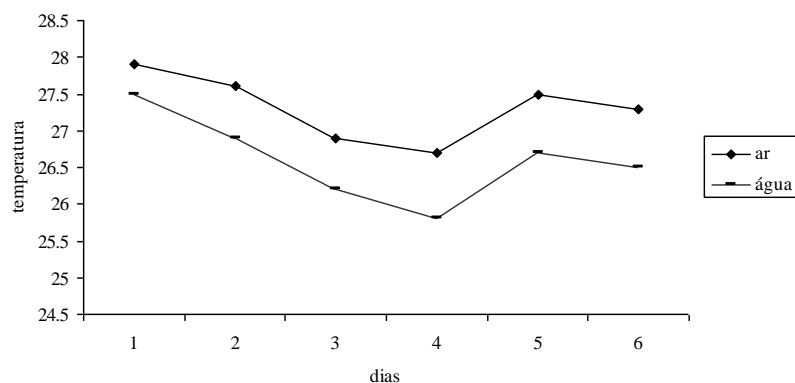


Figura 6 – Variação diária das temperaturas do ar e da água registrados durante o período experimental.

As probabilidades de sobrevivência das larvas recém-eclodidas de *U. cordatus* do grupo controle, apresentou um aumento acentuado no risco de morte a partir do 4º dia, com 15,87% , que passou para 26% no 5º dia, chegando a 33,33% no 6º dia (Tab. 1).

Tabela 1 - Probabilidade de sobrevivência, estimacão de risco e IC_(95%) para o tratamento T5 (controle) no cultivo experimental de larvas de *U. cordatus*.

Dia	Larvas vivas	Mortes	Sobrevivência no tempo t	Sobrevivência até o tempo t	Estimacão do risco de morte	IC 95%
1	75	0	1	1	0	0.9997 a 1.0000
2	75	0	1	1	0	0.9996 a 1.0000
3	73	2	0.9726	0.9726	0.0274	0.9352 a 1.0000
4	63	10	0.8413	0.8182	0.1587	0.7250 a 0.9115
5	50	13	0.74	0.6055	0.26	0.4844 a 0.7266
6	45	15	0.6667	0.4037	0.3333	0.2876 a 0.5197

As probabilidades de sobrevivência e estimacão de risco para os tratamentos T3 (*Chaetoceros sp.*) e T4 (rotífero, *Brachionus plicatilis*) apresentaram padrões de sobrevivência inferiores ao tratamento T5 (controle), isto é, o risco de morte aumentou desde o 2º dia de experimento (Tab. 2).

Tabela 2 - Probabilidade de sobrevivência, estimaco de risco e IC_(95%) para os tratamentos T1, T2, T3 e T4, no cultivo experimental de larvas de *U. cordatus*.

Trat.	Dia	Larvas vivas	Mortes	Sobrevivência no tempo t	Sobrevivência até o tempo t	Estimaco do risco de morte	IC 95%
T1	1	75	0	1	1	0	0,9997 a 1,0000
	2	75	0	1	1	0	0,9996 a 1,0000
	3	75	0	1	1	0	0,9995 a 1,0000
	4	73	2	0,9726	0,9726	0,0274	0,9351 a 1,0000
	5	70	3	0,9571	0,9309	0,0429	0,8725 a 0,9893
	6	65	5	0,9231	0,8593	0,0769	0,7784 a 0,9402
T2	1	75	0	1	1	0	0,9997 a 1,0000
	2	75	0	1	1	0	0,9996 a 1,0000
	3	75	0	1	1	0	0,9995 a 1,0000
	4	74	1	0,9865	0,9865	0,0135	0,9602 a 1,0000
	5	73	1	0,9863	0,973	0,0137	0,9360 a 1,0000
	6	55	8	0,8545	0,8314	0,1455	0,7354 a 0,9274
T3	1	75	0	1	1	0	0,9997 a 1,0000
	2	65	10	0,8462	0,8462	0,1538	0,7584 a 0,9339
	3	57	8	0,8596	0,7274	0,1404	0,6201 a 0,8347
	4	57	0	1	0,7274	0	0,6201 a 0,8347
	5	53	4	0,9245	0,6725	0,0755	0,5606 a 0,7844
	6	32	21	0,3438	0,2312	0,6563	0,1140 a 0,3483
T4	1	75	0	1	1	0	0,9997 a 1,0000
	2	67	8	0,8806	0,8806	0,1194	0,8030 a 0,9582
	3	57	10	0,8246	0,7261	0,1754	0,6181 a 0,8341
	4	50	7	0,86	0,6245	0,14	0,5083 a 0,7406
	5	44	6	0,8636	0,5393	0,1364	0,4206 a 0,6580
	6	37	7	0,8108	0,4373	0,1892	0,3194 a 0,5551

T1 – *Nannochloropsis oculata*; T2 - *Tetraselmis chuii*; T3 – *Chaetoceros sp.*; T4 - rotíferos *Brachionus plicatilis*

Na análise dos padres de sobrevivência dos tratamentos T1 (*Nannochloropsis oculata*) e T2 (*Tetraselmis chuii*), observou-se que o risco de morte s aumentou no 6 dia de experimento, sugerindo que nesta fase inicial, essas microalgas sejam eficientes atendendo às necessidades nutricionais das larvas de *U. cordatus*. O aumento do risco de morte ocorreu no 6 dia, inferindo a necessidade da incluso de um alimento diferenciado a partir desse perodo, para atender as prováveis mudanças nas necessidades nutricionais de acordo com desenvolvimento larval.

No tratamento T3 (*Chaetoceros sp.*) foi observado, que as larvas apresentavam pequenos “grumos” de microalgas aderidas ao exoesqueleto, que pode ter afetado a capacidade natatria das larvas, impedindo que se alimentassem e levadas à morte (Fig. 7). Ocorrência semelhante foi relatada por Silva (2002), que observou a presença de pequenos talos da macroalga *Enteromorpha sp.* no exoesqueleto das larvas dessa mesma espécie, que impossibilitou as larvas de se alimentarem e levou-as  morte.

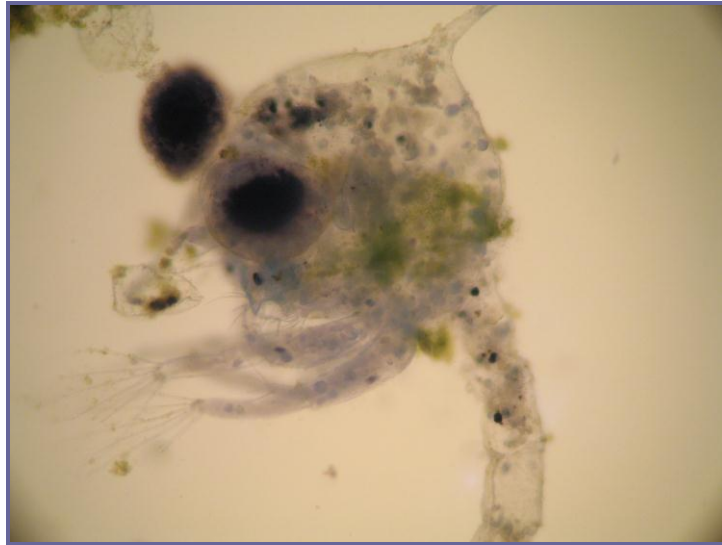


Figura 7 – Larva morta de *U. cordatus* com grumos de microalga.

Os tratamentos T1 e T2 apresentaram melhores resultados quanto à sobrevivência das larvas (Fig. 8), entretanto o teste Log-Rank demonstrou que somente o Tratamento T1 (*Nannochloropsis oculata*), apresentou diferença significativa (qui-quadrado = 5,115; $p = 0,0237$) comparado ao tratamento controle (T5) (Tab. 3), indicando que entre as microalgas testadas, a *Nannochloropsis oculata* apresentou maior eficiência na alimentação das larvas de *U. cordatus* até o 6º dia de desenvolvimento.

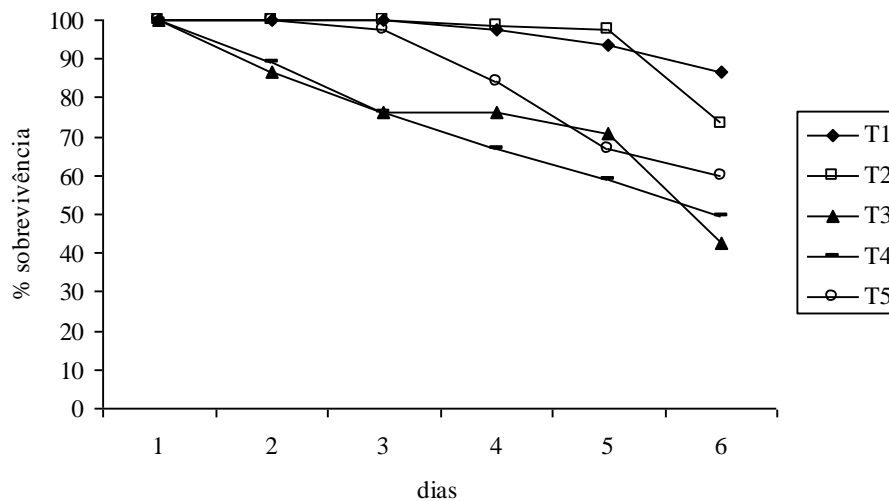


Figura 8 - Sobrevivência larval de *U. cordatus*, submetida a 5 tratamentos: T1 – *Nannochloropsis oculata*.; T2 - *Tetraselmis chuii*; T3 – *Chaetoceros sp.*; T4 – rotífero, *Brachionus plicatilis* e T5 – grupo controle.

Tabela 3 - Comparação através da análise de sobrevivência, das larvas de *U. cordatus* submetidas a diferentes tratamentos, até o 6º dia.

Tratamentos	T1		T2		T3		T4	
	χ^2	p	χ^2	p	χ^2	p	χ^2	p
T1	-	-	-	-	-	-	-	-
T2	0.4485	n.s.	-	-	-	-	-	-
T3	8.3885	0.0038	5.1183	0.0237	-	-	-	-
T4	7.9937	0.0047	4.8996	0.0269	0.001	n.s.	-	-
T5	5.115	0.0237	2.6081	n.s.	0.3835	n.s.	0.4013	n.s.

n.s. – não significativo

Becker (2008) avaliou uma alimentação mais adequada para larvas de *U. cordatus*, até a metamorfose para megalopa, testando diferentes espécies de microalgas, juntamente com rotíferos *B. plicatilis*, e observou que a taxa de sobrevivência do tratamento com microalga *Nannochloropsis oculata* (15,1%) foi inferior em relação aos tratamentos com *Thalassiosira fluviatilis* (37,3 %); *Chaetoceros muelleri* (29,8%) e *Tetraselmis gracilis* (20%).

Silva (2007) também verificou que as taxas de sobrevivência mais altas, até a metamorfose para megalopa foram obtidas nos tratamentos em que as larvas foram alimentadas com *Chaetoceros muelleri* (14,84%), seguida por *Tetraselmis gracilis* (13,67%) e as piores taxas foram com *N. oculata* (9,94%) e *Thalassiosira weissflogii* (4,92%); todos os tratamentos com rotíferos, *B. plicatilis* enriquecidos.

Portanto, os resultados obtidos por estes autores indicaram, que a microalga *N. oculata* não demonstrou ser um alimento adequado durante todo o desenvolvimento larval, até a metamorfose para megalopa. E durante esse período não foi incluída outra fonte de alimento além de rotíferos *B. plicatilis*, juntamente com as microalgas para essas larvas.

No presente estudo, a microalga *N. oculata* demonstrou ser mais eficiente dentre as microalgas testadas, e durante o período experimental de seis dias, não foi oferecida nenhuma outra fonte de alimento.

Para Becker (2008), uma dieta baseada exclusivamente de rotíferos na fase inicial de desenvolvimento de larvas de *U. cordatus* foi menos adequada que as microalgas. E esse resultado, corrobora com o presente estudo, pois o tratamento em que as larvas foram alimentadas somente com rotíferos, *B. plicatilis* (T4) apresentou uma sobrevivência mais baixa em relação aos tratamentos com microalgas.

Segundo Abrunhosa e Melo (2008) informações sobre o desenvolvimento morfológico de estômagos de larvas vêm contribuindo, para uma identificação adequada da dieta no cultivo, e conseqüentemente, influenciando no aumento da taxa de sobrevivência durante o desenvolvimento larval. Essa técnica vem sendo aplicada nos trabalhos realizados por Nishida et al. (1990) com *Jasus edwardsii*; Minagawa e Takashima (1994) com *Ranina ranina*; Abrunhosa e Kittaka (1997) com *Paralithodes camtschaticus*, *P. brevipes* e *P. platypus*.

A morfologia do estômago das larvas de *U. cordatus* foi estudada por Abrunhosa et al. (2003) e verificaram que o estômago da zoea não possui função de moagem, devido á ausência de um moinho gástrico complexo, mas estão adaptados a função de mistura de alimentos moles. Da mesma forma, Melo et al. (2006), descreveram que o estômago das larvas de *Sesarma curacaoense* também estão aptos á função de mistura, e indica como alimentação para a fase inicial de desenvolvimento náuplios de *Artemia sp.*, rotíferos e microalgas.

Com o avanço no desenvolvimento, o metabolismo das larvas se altera refletindo na capacidade de absorção e utilização dos nutrientes (Le-Vay et al., 1993; Le Moullac et al., 1997; Lemos e Rodriguez, 1998), inferindo que para cada estágio existe uma necessidade nutricional diferenciada. Essa alteração foi constatada por Pan et al. (2005) para larvas de *Eriocheir sinensis*, demonstrando que deve ser oferecido um alimento com níveis protéicos adequados, para cada fase do desenvolvimento.

Resultados semelhantes foram observados por Baylon (2009), para larvas de *Scylla tranquebarica*, quando cultivadas somente com rotíferos, apresentaram um aumento na mortalidade a partir da fase de zoea II chegando à mortalidade total na fase de zoea V. E o uso do rotífero se mostrou eficiente, quando oferecido juntamente com náuplios de *Artemia sp.* Já Ruscoe et al. (2004), para larvas de *Scylla serrata*, verificaram uma sobrevivência superior, quando as larvas foram alimentadas somente com rotíferos, em comparação àquelas alimentadas com rotíferos e Artêmias. E Davis et al (2005) verificaram para essa mesma espécie, que a ausência de rotíferos na alimentação das larvas causou atrasos no desenvolvimento e redução da sobrevivência até a metamorfose para megalopa.

Outro fator importante é a relação de tamanho presa/predador, pois de acordo com Anger (2001), as larvas de crustáceos selecionam suas presas conforme a sua capacidade de apreensão do alimento, ou seja, na medida em que crescem são atraídas por presas maiores. Sui et al. (2009), observaram que larvas de *E. sinensis* na fase de zoea I e II, apresentaram consumo superior de rotífero em relação ao de *Artemia sp.*, enquanto na fase final do desenvolvimento, aumentou o consumo de artêmias e a diminuição de rotíferos. Resultado semelhante foi encontrado por Baylon et al. (2004) para larvas de *Scylla serrata*.

Segundo Becker (2008), na fase inicial de desenvolvimento larval de *U. cordatus*, o tamanho dos rotíferos (entre 250 µm a 300 µm) dificulta a apreensão pelas larvas de zoea I, evidenciando que uma dieta baseada exclusivamente em rotíferos, torna-se menos adequada do que aquelas juntamente com as microalgas.

De acordo com Agh e Sorgeloos (2005), o uso de alimentos inertes para larvas de crustáceos não foi satisfatório, pois as larvas têm preferência por organismos móveis. Esta ineficiência foi verificada por Silva (2006), no experimento com larvas de *C. guanhumi*, pois no tratamento com rotíferos congelados e ração, as larvas morreram com sete dias de experimento e no tratamento com uma alimentação à base de microalgas, rotíferos, artêmia e ração, as larvas realizaram metamorfose para megalopa.

No presente estudo, analisando-se o estágio de desenvolvimento das larvas, verificou-se que todos os tratamentos propostos apresentaram mudas para o segundo estágio, porém com diferentes proporções de acordo com os tratamentos.

As larvas amostradas nos tratamentos T1 (*Nannochloropsis oculata*) e T2 (*Tetraselmis chuii*), com 4 dias de experimento, apresentaram maior porcentagem de muda para o segundo estágio, com 90% e 89%, respectivamente. Os tratamentos T3 (*Chaetoceros sp.*) e T4 (rotíferos *B. plicatilis*), apresentaram 75% e o grupo controle (T5), mesmo sem alimento foi obtido mudas para o segundo estágio (44%), porém em proporções muito menores em relação aos tratamentos com alimentação apresentou (Fig. 9).

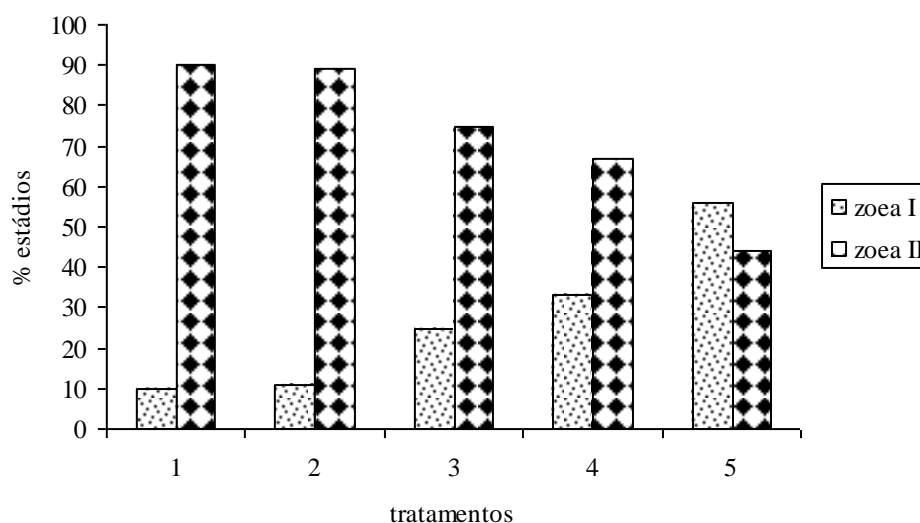


Figura 9 – Porcentagem de estádios de desenvolvimento larval de *U. cordatus* com 4 dias de cultivo experimental, nos diferentes tratamentos: T1 – *Nannochloropsis oculata.*; T2 - *Tetraselmis chuii*; T3 – *Chaetoceros sp.*; T4 - rotíferos *Brachionus plicatilis* e T5 – grupo controle.

Os tratamentos T1 e T2 apresentaram maior número de larvas, que realizaram a mudança de estágio de zoea I para zoea II em relação a T3, T4 e T5 (Tab. 4).

Tabela 4 – Número e percentual de estádios de desenvolvimento das larvas de *U. cordatus* com 4 dias de cultivo experimental.

Tratamentos	Zoea I		Zoea II		χ^2
	N	%	N	%	
T1	1	10	9	90	208,198
T2	1	11	8	89	
T3	2	25	6	75	
T4	3	33	6	67	
T5	5	56	4	44	

T1 – *Nannochloropsis oculata.*; T2 - *Tetraselmis chuii*; T3 – *Chaetoceros sp.*; T4 - rotífero *Brachionus plicatilis* e T5 – grupo controle.

Apesar do tratamento T4 (rotífero, *Brachionus plicatilis*) ter apresentado uma porcentagem menor de desenvolvimento do estágio zoea I para zoea II, em relação aos tratamentos T1 (*Nannochloropsis oculata.*) e T2 (*Tetraselmis chuii*) nos 4 dias experimentais, essa porcentagem se tornou equivalente no 6º dia do experimento, apresentando 100% de muda para o 2º estágio das larvas amostradas, assim como nos demais tratamentos (Tab. 5 , Fig. 10).

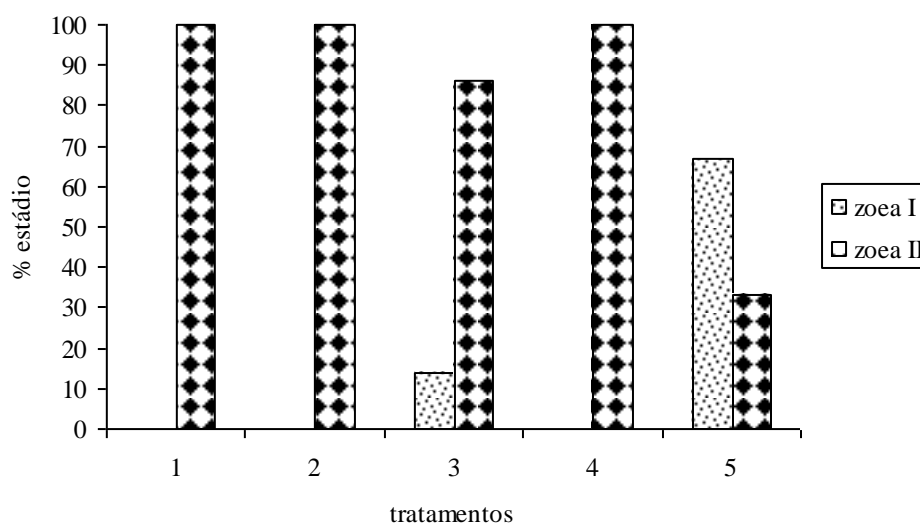


Figura 10 – Percentagem de estádios de desenvolvimento das larvas de *U. cordatus* com 6 dias de cultivo experimental, nos diferentes tratamentos: T1 – *Nannochloropsis oculata*.; T2 - *Tetraselmis chuii*; T3 – *Chaetoceros sp.*; T4 - rotíferos *Brachionus plicatilis* e T5 – grupo controle.

Tabela 5 – Número e percentual de estádios de desenvolvimento das larvas de *U. cordatus* com 6 dias de cultivo experimental.

Tratamentos	Zoea I		Zoea II		χ^2
	N	%	N	%	
T1	0	0	10	100,0	40.248
T2	0	0	10	100,0	
T3	1	14,0	6	86,0	
T4	0	0	10	100,0	
T5	6	67,0	3	33,0	

T1 – *Nannochloropsis oculata*.; T2 - *Tetraselmis chuii*; T3 – *Chaetoceros sp.*; T4 - rotífero *Brachionus plicatilis* e T5 – grupo controle.

O teste do χ^2 para independência ou associação demonstrou, que existe associação entre a dieta alimentar e o percentual de muda. Dentre as larvas amostradas, as que apresentaram maior percentual de muda para o 2º estágio foram as dos tratamentos T1, T2 e T4, enquanto o menor percentual de muda foi verificado no tratamento T5, onde as larvas não receberam nenhum tipo de alimento.

Abrunhosa et al. (2002) observaram que a microalga *Dunaliella sp.* na alimentação de larvas de *U. cordatus*, proporcionou 81,7% de muda para o segundo estágio, enquanto aquelas alimentadas com náuplios de artêmia apresentaram 43,3% de muda e as que não receberam alimento apresentaram 16,7% de muda.

Souza et al. (2006) afirmaram que o uso da microalga *Thalassiosira weissflogii* combinada com *Artemia sp.* foi fundamental para as larvas de *U. cordatus*, no início do desenvolvimento larval, pois as larvas que receberam esse tipo de alimentação, realizou 80% de muda para o segundo estágio com 3 dias de cultivo.

Becker (2008) analisou a influência da alimentação no desenvolvimento larval de *U. cordatus* comparando o uso de náuplios de *Artêmia* (0,6 ind./ml), com o uso da microalga *Nannochloropsis oculata* com rotíferos *B. plicatilis* (6,0 ind./ml), e verificou que no 6º dia de cultivo, o maior percentual de muda ocorreu no tratamento de microalga e rotíferos com 95,2% de zoea II, enquanto para o tratamento somente com *Artêmia* foi de 23,8%. Ainda segundo esse autor, se não houver uma alimentação adequada durante a fase inicial, o desenvolvimento das larvas pode ser comprometido.

No presente estudo, as larvas do grupo controle (T5) realizaram mudas para o segundo estágio, mesmo sem a presença de alimento. Entretanto, corrobora Abrunhosa et al. (2002), que afirmaram que as reservas não eram suficientes para suprir todas as necessidades nutricionais das larvas. Os resultados deste trabalho inferem a necessidade de administrar alimento para as larvas de *U. cordatus* durante a fase inicial de desenvolvimento, principalmente.

5 CONCLUSÕES

Os resultados obtidos no presente estudo, nas condições em que foram realizados os experimentos, sobre a influência da alimentação no desenvolvimento larval inicial de *Ucides cordatus* em laboratório, permitiram concluir:

- ❖ As larvas de *U. cordatus* recém-eclodidas devem ser alimentadas inicialmente, com microalgas, preferencialmente por *Nannochloropsis oculata* ou *Tetraselmis chuii* e entre 4º e o 5º dia, possivelmente deverá ser administrado os rotíferos.

Estudos complementares dando continuidade a este estudo serão necessários, para determinar a alimentação adequada para o desenvolvimento larval completo de *Ucides cordatus*, para viabilização do cultivo em massa, para obtenção de juvenis, para possibilitar os trabalhos de manejo e conservação desta espécie de importância econômica.

6 CONSIDERAÇÕES FINAIS

- ❖ As larvas de *U. cordatus* recém-eclodidas demonstraram que podem ser criadas em salinidades entre 25 e 33 e conseguem sobreviver pelo menos 5 dias sem alimentação. Entretanto, para um melhor desempenho nesse estágio inicial devem receber alimento, sugerindo-se as microalgas *Nannochloropsis oculata* ou *Tetraselmis chuii* e entre o 4º e o 5º dia de eclosão, a introdução de rotíferos.
- ❖ As larvas de *C. guanhumi* nos estádios iniciais devem ser cultivadas em salinidade 25 e conseguem sobreviver pelo menos 7 dias sem alimentação.
- ❖ As larvas de *G. cruentata* nos estádios iniciais devem ser cultivadas em salinidade 33 e conseguem sobreviver por pelo menos 6 dias sem alimentação.

Algumas informações importantes foram obtidas a partir desse trabalho, mas ainda há necessidade de muitos estudos complementares para determinar os fatores bióticos e abióticos mais adequados para o desenvolvimento larval completo dessas espécies, para um cultivo em massa, que possibilitem a obtenção de juvenis para os trabalhos de manejo e conservação destas espécies de importância econômica, com a reestocagem destes no ambiente natural. Pois, apesar de *U. cordatus* possuir estudos e algumas técnicas para a viabilização do cultivo em massa, não possibilita ainda a obtenção do número de juvenis, suficientes para os trabalhos de reestocagem. O *C. guanhumi* ainda não apresenta trabalhos experimentais e técnicas, que viabilizem o cultivo em massa e de *G. cruentata*, ainda não há a descrição completa de todos os estádios de desenvolvimento, pois não se conseguiu o desenvolvimento de todos os estádios larvais até a fase juvenil.

7 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABRUNHOSA, F. A.; KITAKA, J. Functional morphology of mouthparts and foregut of the last zoea, glauchoe and first juvenile of the king crabs *Paralithodes camtschiticus*, *P. brevipes* and *P. platypus*. **Fisheries Science**, v. 3, n. 6, p. 923-930. 1997.
- ABRUNHOSA, F. A.; MELO, M. A. Development and functional morphology of the foreguts of larvae and postlarvae of three crustacean decapods. **Brazilian Journal of Biology**, v. 68, n. 1, p. 221-228. 2008.
- ABRUNHOSA, F. A.; MELO, M. A.; ABRUNHOSA, J. P. Development and functional morphology of the foregut of larvae and postlarva of *Ucides cordatus* (Decapoda, Ocypodidae). **Nauplius**, v. 11, n. 1, p. 1-7. 2003.
- ABRUNHOSA, F. A.; NETO, A. A. S.; MELO, M. A.; CARVALHO, L. O. Importância da alimentação e do alimento no primeiro estágio larval de *Ucides cordatus cordatus* (Linnaeus, 1763) (Decapoda: Ocypodidae). **Revista Ciência Agronômica**, v. 33, n. 2, p. 5 – 12. 2002.
- ABRUNHOSA, J. P. **Aspectos morfofisiológicos de *Goniopsis cruentata* (Latreille, 1803) (Decapoda: Grapsidae), cultivado em laboratório**. 2007. Dissertação (Mestrado em Ecologia de Ecossistemas Costeiros e Estuarinos). Programa de Pós-Graduação em Biologia Ambiental. Universidade Federal do Pará. 61p.
- AGH, P.; SORGELOOS, P. **Handbook of protocols and guidelines for culture and enrichment of live food for use in larviculture**. Artemia & Aquatic Animals Research Center. Urmia - Iran. 60 p. 2005.
- ANGER, K. The biology of decapod crustacean larvae. **Crustacean Issues**. V. 14. Balkema A. A . publishers, Rotterdam, Netherlands, 420 p. 2001.
- AYRES, M., AYRES, J. R. M., AYRES, D. L. e SANTOS, A. S. **BIOESTAT 4.0: Aplicações estatísticas nas áreas biomédicas**. Sociedade Civil Mamirauá; MCT; Imprensa oficial do Estado do Pará. 2005.
- BARBIERI JR, A. C.; NETO, A. O. **Camarões marinhos. Reprodução, maturação e larvicultura**. Editora Aprenda Fácil, 243p. 2002.
- BAYLON, J. C. Appropriate food type, feeding schedule and Artemia density for the zoea larvae of the mud crab, *Scylla tranquebarica* (Crustacea: Decapoda: Portunidae). **Aquaculture**, v. 288, n. 3-4, p. 190–195. 2009.
- BAYLON, J. C.; BRAVO, M. E. A.; MANINGO, N. C. Ingestion of *Brachionus plicatilis* and *Artemia salina* nauplii by mud crab *Scylla serrata* larvae. **Aquaculture Research**, v. 35, n. 1, p. 62-70. 2004.
- BECKER, A. G. **Utilização De Organismos-Alimento na Larvicultura do Caranguejo-Uçá, *Ucides Cordatus* (Linnaeus, 1763) (Crustacea, Brachyura, Ocypodidae)**. Curitiba, 2008. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias, Área de Concentração em Produção Animal) – Setor de Ciências Veterinárias da Universidade Federal do Paraná. 52p.

BECKER, E. W. **Microalgae: biotechnology and microbiology**. New York: Cambridge University Press, 293p. 1995.

BROWN, M. R.; JEFFREY, S. W.; VOLKMAN, J. K.; DUNSTAN, G. A. Nutritional properties of microalgae for mariculture. **Aquaculture**, v.151, n. 1-4, p. 315-331. 1997.

DAVIS, J. A., WILLE, M.; HECHT, T.; SORGELOOS, P. Optimal first feed organism for South African mud crab *Scylla serrata* (Forskål) larvae. **Aquaculture International**, v. 13, n. 3, p. 187-201. 2005.

DAVIS, J. L. D.; YOUNG-WILLIAMS, A. C.; AGUILAR, R.; CARSWELL, B. L.; GOODISON, M. R.; HINES, A. H.; KRAMER, M. A. Differences between Hatchery-Raised and Wild Blue Crabs: Implications for Stock Enhancement Potential. **Transactions of the American Fisheries Society**, v. 133, n. 1, p. 1-14. 2004.

DAVIS, J. L. D.; YOUNG-WILLIAMS, A. C.; HINES, A. H.; ZOHAR, Y. Assessing the potential for stock enhancement in the case of the Chesapeake Bay blue crab (*Callinectes sapidus*). **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 62, n. 1, p. 109-122. 2005a.

DIELE, K. **Life history and population structure of the exploited mangrove crab *U. cordatus* (L.) (Decapoda: Brachyura) in the Caeté estuary, North Brazil**. Bremen, 2000. Tese (Doutorado na área de especialidade 2 – Biologia/Química) - Zentrum für Marine Tropenökologie, Universität Bremen. 103p.

DOBSON, A. **An introduction to generalized linear models**. 2nd ed. Chapman e Hall/CRC, Texts in statistical science series, 2002.

ENRIGHT, C. T.; NEWKIRK, G. F.; CRAIGIE, J. S.; CASTELL, J. D. Growth of juvenile *Ostrea edulis* L. fed *Chaetoceros gracilis* Schut of varied chemical composition **Journal of Experimental Marine Biology Ecology**, v. 96, n. 1, p. 15-26. 1986.

EPIFÂNIO, C. E., Comparison of yeast and algal diets for bivalves molluscs. **Aquaculture**, v. 16, n. 3, p. 187-192. 1979.

GUILLARD, R. L. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. *In*: Smith, W.L., Charley, M.H. (eds.). **Culture of Marine Invertebrate Animals**, p. 29-60. 1975.

HATTORI, G. Y.; PINHEIRO, M. A. A. Fertilidade do caranguejo de mangue *Ucides cordatus* (Linnaeus) (Crustacea, Brachyura, Ocypodidae), em Iguape (São Paulo, Brasil). **Revista Brasileira Zoologia**, v.20, n. 2, p. 309-313. 2003.

HOFF, F.H; SNELL, T.W. Plankton culture manual. Sixth ed, Florida, USA: Florida **Aqua Farms, Inc.** 181 p. 2004.

GILIBERTO, S.; MAZZOLA, A. Mass culture of *Brachionus plicatilis* with integrated system of *Tetraselmis suecica* and *Saccharomyces cerevisiae*. **Journal of the World Mariculture Society**, v. 12, n. 2, p. 61-62. 1981.

LEE, D. O'C. & WICKINS, J. F. **Cultivo de Crustáceos**. Editorial Acribia. Zaragoza, España. 447 p. 1997.

LE MOS, D.; RODRIGUEZ, A. Nutritional effects on body composition, energy content and trypsin activity of *Penaeus japonicus* during early postlarval development. **Aquaculture**, v. 160, n. 1-2, p. 103–116. 1998.

LE MOUILLAC, G.; KLEINN, B.; SELLOS, D.; VAN WORMHOUDT, A. Adaptation of trypsin, chymotrypsin and α -amylase to casein level and protein source in *Penaeus vannamei* (Crustacea, Decapoda). **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 208, n. 1-2, p. 107–125. 1997.

LE-VAY, L.; RODRIGUEZ, A.; KAMARUDIN, M. S.; JONES, D. A. Influence of live and artificial diets on tissue composition and trypsin activity in *Penaeus japonicus* larvae. **Aquaculture**, v. 118, n. 3-4, p. 287–297. 1993.

MELO, G. A. S. **Manual de identificação dos Brachyura (caranguejos e siris) do litoral brasileiro**. São Paulo, Ed. Plêiade/FAPESP, 604p. 1996.

MELO, M. A.; ABRUNHOSA, F.; SAMPAIO, I. The morphology of the foregut of larvae and postlarva of *Sesarma curacaoense* De Man, 1892: a species with facultative lecithotrophy during larval development. **Acta Amazonica**, v. 36, n. 3, p. 375 – 380. 2006.

MINAGAWA, M.; TAKASHIMA, F. Developmental changes in larval mouthparts and foregut in the frog crab, *Ranina ranina* (Decapoda: Raninidae). **Aquaculture**, v. 126, n. 1-2, p. 61-71. 1994.

MOREIRA, E. G. 2007. **Crescimento e propriedades nutricionais de *Chaetoceros muelleri* Lemmerman para aquicultura: comparação entre diferentes meios de cultivo**. 2007. Dissertação (Mestre em Oceanografia). Universidade Federal de Pernambuco. 65p.

NASCIMENTO, S. A. Biologia do caranguejo-uçá, *Ucides cordatus*. **ADEMA**, Aracaju, 48p. 1993.

NISHIDA, S.; QUIGLEY, B. D.; BOOTH, J. D.; NEMOTO, T.; KITAKA, J. Comparative morphology of the mouthparts and foregut of the final stage phyllosoma, puerulus and postpuerulus of the rock lobster *Jasus edwardsii* (Decapoda: Palinuridae). **Journal of Crustacean Biology**, v. 10, n. 2, p. 293-305. 1990.

PAN, L-Q.; XIAO, G-Q.; ZHANG, H-X.; LUAN, Z-H. Effects of different dietary protein content on growth and protease activity of *Eriocheir sinensis* larvae. **Aquaculture**, v. 246, n. 1-4, p. 313–319. 2005.

PINHEIRO, M. A. A.; FISCARELLI, A. G. **Manual de apoio à fiscalização do Caranguejo-uçá (*Ucides cordatus*)**. Itajaí, Santa Catarina: Centro de Pesquisa e Gestão de Recursos Pesqueiros do Litoral Sudeste e Sul - CEPSUL. 2001.

RODRIGUES, M. D.; HEBLING, N. J. *Ucides cordatus cordatus* (Linnaeus, 1763) (Crustacea, Decapoda). Complete larval development under laboratory conditions and its systematic position. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 6, n. 1, p. 147-166. 1989.

RUSCOE, I. M.; WILLIAMS, G. R.; SHELLEY, C. C. Limiting the use of rotifers to the first zoeal stage in mud crab (*Scylla serrata* Forskål) larval rearing. **Aquaculture**, v. 231, n. 1-4, p. 517-527. 2004.

SANTAROSA-FREIRE, A. **Dispersão larval do caranguejo do mangue *Ucides cordatus* (L. 1763) em manguezais da baía de Paranaguá, Paraná.** 1998. Tese (Doutorado em Ciências) Universidade de São Paulo, Instituto Oceanográfico. 67p.

SILVA, R. **Aspectos etnobiológicos, biológicos e viabilidade para o cultivo de larvas e juvenis em laboratório de *Cardisoma guanhumi* Latreille, 1828.** 2006. Tese (Doutorado em Ciências) Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, 121p.

SILVA, U. A. T. **Cultivos experimentais de caranguejo-uçá, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1673).** Curitiba, 2002. Dissertação (Mestrado em Ciências Veterinárias), Universidade Federal do Paraná. 89 p.

SILVA, U. A. T. **Recuperação populacional de caranguejo-uçá, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763), através da liberação de formas imaturas em áreas antropicamente pressionadas.** 2007. Tese (Doutor em Zoologia). Universidade Federal do Paraná. 174p.

SOUZA, K. P. M.; COSTA, R. M.; ABRUHOSA, F. A.; PEREIRA, L. C. C. Efeito de diferentes dietas sobre a muda dos estágios iniciais de *Ucides cordatus* (LINNAEUS, 1763) (Decapoda: Ocypodidae). Bol. Mus. Para. Emílio Goeldi, **Ciências Naturais**, v. 1, n. 3, p. 97-102. 2006.

SUI, L-Y.; WILLE, M.; WU, X-G.; CHENG, Y-X.; SORGELOOS, P. Ingestion of Artemia nauplii by Chinese mitten crab *Eriocheir sinensis* zoea larvae. **Aquaculture Research**, v. 40, n. 8, p. 1-5. 2009.

O'CONNOR, W. A.; NELL, J. A.; DIEMAR, J. A. The evolution of twelve algal species as food for juvenile Sydney rock oysters *Saccostrea commercialis* (Iredale and Roughly). **Aquaculture**, v. 108, n. 3-4, p. 277-283. 1992.

VALENTI, W. C. **Criação de camarão da Malásia. Jaboticabal, FUNEP.** 53p. 1991.

UKELES, R. American experience in the mass culture of micro-algae for feeding larvae of the American oyster, *Crassostrea virginica*. In: Algae Biomass. Production and Use (G. Sheleff & C.J. Soeder eds) **Elsevier North-Holland**, p. 287-306. 1980.

WHYTE, J. C. N. Biochemical composition and energy content of six species of phytoplankton used in mariculture of bivalves. **Aquaculture**, v. 60, n. 3-4, p. 231- 241. 1987.

ZMORA, O.; FINDIESEN, A.; STUBBLEFIELD, J.; FRENKEL, V.; ZOHAR, Y. Largescale juvenile production of the blue crab *Callinectes sapidus*. **Aquaculture**, v. 244, n. 1-4p. 129-139. 2005.