

UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

SALISE BRANDT MARTINS

DISTRIBUIÇÃO ESPACIAL DE *Uca (Minuca) mordax* (SMITH, 1870)
(CRUSTACEA, DECAPODA, OCYPODIDAE) DURANTE O CICLO DE VIDA
NA BAÍA DE GUARATUBA, PARANÁ



CURITIBA

2014

SALISE BRANDT MARTINS

DISTRIBUIÇÃO ESPACIAL DE *Uca (Minuca) mordax* (SMITH, 1870)
(CRUSTACEA, DECAPODA, OCYPODIDAE) DURANTE O CICLO DE VIDA
NA BAÍA DE GUARATUBA, PARANÁ

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas - Zoologia, Setor de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná, como requisito parcial à obtenção do título de Mestre em Ciências Biológicas área de concentração Zoologia.

Orientadora: Profa. Dra. Setuko Masunari

CURITIBA

2014



Ministério da Educação
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ
Setor de Ciências Biológicas
Programa de Pós-Graduação Zoologia



TERMO DE APROVAÇÃO

Salise Brandt Martins

“Distribuição espacial de *Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870) (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae) durante o ciclo de vida na Baía de Guaratuba, PR”

Dissertação aprovada como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre em Zoologia, do Setor de Ciências Biológicas da Universidade Federal do Paraná, pela seguinte Comissão Examinadora:

Professora Dra. Setuko Masunari
Orientadora

Professor Dr. Luis Ernesto Arruda Bezerra
Membro Externo

Professor Dr. Ubiratan Silva - UFPR-CEM
Membro Interno

Curitiba, 20 de Fevereiro de 2014.

Programa de Pós-Graduação em Ciências Biológicas - Zoologia/UFPR
Setor de Ciências Biológicas - Departamento de Zoologia
Caixa Postal 19020 - CEP 81531-980 - Curitiba - Paraná
Telefone/FAX +55 (041) 3361-1641**

Dedico este trabalho ao que de mais valioso
tenho na vida:
meus pais, Evelise e Samuel;
minha irmã, Lisiane;
minha avó, Terezinha;
meus tios, Lilian e Sussumo;
e aos demais membros de minha família e
amigos.
Obrigada pelo apoio, compreensão e amor!

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus por me guiar por toda essa caminhada, e por sempre me conceder sabedoria nas escolhas dos melhores caminhos.

À Prof^a. Dr^a. Setuko Masunari pela dedicada orientação, oportunidade, pelos valiosos ensinamentos transmitidos, e principalmente pelo auxílio em todas as fases de campo ao longo da realização deste trabalho.

À Prof^a. Dr^a. Janete Dubiaski da Silva, por me incentivar a ingressar no programa de pós-graduação em Zoologia e me apresentar à professora Setuko. Assim como, pelo seu ensinamento durante os meus primeiros passos na vida acadêmica e pela amizade.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico (CNPq), pela bolsa de mestrado concedida durante todo o período de estudo.

Ao Programa de Pós-Graduação em Zoologia da Universidade Federal do Paraná, por todo o suporte material e infra-estrutura oferecida para a realização dos experimentos.

Ao IBAMA - SISBIO pela concessão da licença de coleta de material biológico (nº 34856-1).

Aos técnicos da UFPR Denise G. J. Weldt e Jeferson N. Krüger, pela ajuda, amizade e pelo fornecimento de água destilada para a realização dos cultivos experimentais.

Ao Grupo Integrado de Aquicultura e Estudos Ambientais da UFPR (GIA) pelo fornecimento das microalgas e dos rotíferos, em especial ao Alexandre G. Becker e ao Vinicius R. Sales, pela disponibilidade e auxílio em tudo que precisei.

A todos os colegas do Laboratório de Ecologia de Crustacea (UFPR) que sempre estiveram presentes no decorrer deste período, pelas numerosas discussões e ajudas concedidas que muito contribuíram para o desenvolvimento do trabalho e, acima de tudo, pela amizade e pelos agradáveis momentos de convivência: André Trevisan, Mariana B. Lacerda, Murilo Z. Marochi, Paola P. B. Macedo e Thaís F. Moreto. Em especial à Mariana, mais que amiga, uma irmã, pelos conselhos, apoio, amizade e incentivos constantes. Obrigada por sempre estar pronta para me ajudar, seja lá no que for!

Aos meus pais, Evelise e Samuel e a minha avó Terezinha que são o alicerce para as minhas realizações, pelo infinito amor que nos une, pelos valores éticos e morais e por sempre acreditarem em mim, me incentivando e me apoiando em minhas escolhas. Eu amo vocês!

Aos meus tios, Lilian e Sussumo, pelo carinho e por sempre me incentivarem a alcançar caminhos cada vez mais distantes.

Aos meus primos, irmãos, tios e sobrinhos Anderson, Carlos Gustavo, Lisiane, Daniele, Marcos, Márcio, Lucilene, Lucimar, Sandro, Sandro Mauricio...pelo amor, amizade e pela torcida, sempre.

Às minhas grandes amigas, Amanda G. Balliana, Fernanda F. F. Groth, Juliana A. Rocco, Jéssica J. Santos e Priscilla R. Tamioso, pela amizade, incentivo e companheirismo.

A todos os demais colegas, professores e funcionários do departamento que direta ou indiretamente tornaram possível a realização deste trabalho.

Muito obrigada a todos!

“O único homem que está isento de erros é aquele que não arrisca acertar”.

Albert Einstein

SUMÁRIO

LISTA DE FIGURAS	xi
LISTA DE TABELAS	xv
RESUMO GERAL	16
GENERAL ABSTRACT	18
PREFÁCIO	20
CAPÍTULO I. Influência da salinidade sobre o desenvolvimento larval do caranguejo “chama-maré” <i>Uca (Minuca) mordax</i> (Smith, 1870) (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae) em condições de laboratório.....	22
RESUMO	23
ABSTRACT	25
1. INTRODUÇÃO	27
2. MATERIAIS E MÉTODOS	30
2.1 Obtenção das fêmeas ovígeras na natureza.....	30
2.2 Desenho experimental para o efeito das diferentes salinidades sobre o desenvolvimento larval.....	33
2.3 Desenho experimental para o efeito das diferentes salinidades sobre as larvas megalopa.....	37
3. ANÁLISES ESTATÍSTICAS	39
4. RESULTADOS	40
4.1 Fêmeas ovígeras e eclosão das larvas.....	40
4.2 Efeito do teor de salinidade na sobrevivência e na metamorfose das larvas zoea.....	41
4.3 Riscos de morte das larvas zoea e megalopa nos tratamentos.....	45
4.4 Sobrevivência das larvas zoea e megalopa e duração do desenvolvimento larval.....	46
4.5 Tolerância das megalopas a diferentes salinidades.....	50
5. DISCUSSÃO	51
5.1 Efeito do teor de salinidade na sobrevivência e na metamorfose das larvas zoea.....	51
5.2 Riscos de morte das larvas zoea e megalopa nos tratamentos.....	57

5.3 Sobrevivência das larvas zoea e megalopa e duração do desenvolvimento larval.....	57
5.4 Tolerância das megalopas a diferentes salinidades.....	60
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	61
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	63
APÊNDICES.....	73
Apêndice 1.....	73
Apêndice 2.....	74
CAPÍTULO II. Distribuição espacial dos adultos dos juvenis e das larvas de <i>Uca (Minuca) mordax</i> (Smith, 1870) (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae) na Baía de Guaratuba, Paraná.....	75
RESUMO.....	76
ABSTRACT.....	78
1. INTRODUÇÃO.....	80
2. MATERIAIS E MÉTODOS.....	84
2.1 Área de estudo.....	84
2.2 Mapeamento da distribuição dos adultos de <i>Uca (M.) mordax</i> na Baía de Guaratuba.....	88
2.3 Inspeção para localizar os biótopos que abrigam os juvenis de <i>Uca (M.) mordax</i> na Baía de Guaratuba.....	90
2.4 Coleta qualitativa de plâncton.....	91
2.5 Salinidade das áreas oligohalinas da Baía de Guaratuba durante a maré enchente.....	95
3. ANÁLISES ESTATÍSTICAS.....	95
4. RESULTADOS.....	96
4.1 Mapeamento da distribuição dos adultos de <i>Uca (M.) mordax</i> na Baía de Guaratuba.....	96
4.2 Inspeção para localizar os biótopos que abrigam os juvenis de <i>Uca (M.) mordax</i> na Baía de Guaratuba.....	97
4.3 Coleta de plâncton.....	101
4.4 Variação temporal da salinidade na área oligohalina da Baía de Guaratuba durante a maré enchente de sizígia.....	102
5. DISCUSSÃO.....	103

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	112
7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	114
APÊNDICES.....	130
Apêndice 1.....	130
Apêndice 2.....	131
Apêndice 3.....	131

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO I

Figura 1. *Uca (M.) mordax*. No centro, uma toca ornamentada com chaminé e ocupada por uma das fêmeas ovígeras capturadas ao longo da margem do Rio São João e, à esquerda, uma toca sem ornamentação.....31

Figura 2. *Uca (M.) mordax*. Fêmeas ovígeras nos aquários antes da eclosão das larvas. Os canos de PVC serviram de abrigo e as rochas, substratos emersos.....32

Figura 3. *Uca (M.) mordax*. Larvas zoea I (pontos castanhos) logo após a eclosão.....32

Figura 4. Representação esquemática da metodologia empregada para a aclimação das larvas zoeas em diferentes salinidades.....33

Figura 5. *Uca (M.) mordax*. Representação esquemática das unidades experimentais com larvas zoea. Cada unidade foi iniciada com 20 larvas recém-eclodidas. Houve cinco tratamentos de salinidade (S0, S5, S15, S20 e S30) em larvas provenientes de quatro fêmeas ovígeras (F1=fêmea 1, F2=fêmea 2, F3= fêmea 3 e F4= fêmea 4).....34

Figura 6. *Uca (M.) mordax*. Cultivo das larvas na estufa incubadora para BOD.....35

Figura 7. Representação esquemática da metodologia empregada para a aclimação das megalopas em diferentes salinidades.....38

Figura 8. *Uca (M.) mordax*. Representação esquemática das unidades experimentais com larvas megalopa. Cada unidade foi iniciada com cinco larvas megalopa. Houve quatro tratamentos de salinidade (S0, S5, S20 e S30)

com duas réplicas (R1 e R2) em megalopas provenientes de uma única fêmea ovígera.....39

Figura 9. *Uca (M.) mordax*. Porcentagem de sobrevivência das larvas zoea provenientes das quatro fêmeas ovígeras até a fase de megalopa nos cinco tratamentos de salinidade. Os valores com mesmas letras, não denotam diferenças significativas entre si ($p > 0,05$).....41

Figura 10. Taxa de sobrevivência até o estágio de megalopa das larvas de *U. (M.) mordax* cultivadas nas temperaturas de 21 e 25°C. Letras iguais identificam tratamentos que não apresentaram diferenças significativas.....45

Figura 11. *Uca (M.) mordax*. Datas e porcentagens máximas de riscos de morte para as larvas provenientes das quatro fêmeas ovígeras (F1, F2, F3 e F4), nos cinco tratamentos de salinidade (S0, S5, S15, S20 e S30). As barras indicam a porcentagem de maior risco de morte, enquanto que a linha em preto indica os dias de maior risco de morte.....46

Figura 12. *Uca (M.) mordax*. Curvas de sobrevivência das larvas (zoea e megalopa juntas) (traço contínuo) nos cinco tratamentos (S0, S5, S15, S20 e S30) e nas duas temperaturas (21°C e 25°C) no decorrer dos experimentos. As linhas tracejadas indicam o dia e o número de zoeas que mudaram para megalopa. O número inicial de larvas zoea em todos os tratamentos foi 20. F1=fêmea 1 (experimento piloto), F2=fêmea 2, F3=fêmea 3 e F4=fêmea 4.....48

Figura 13. *Uca (M.) mordax*. Média (barra vertical) e desvio padrão (linha vertical) da duração do desenvolvimento até megalopa para as larvas das quatro fêmeas testadas (F1, F2, F3 e F4), em diferentes salinidades (S15, S20 e S30) e temperaturas (21°C e 25°C).....49

Figura 14. *Uca (M.) mordax*. Sobrevivência das megalopas e juvenis (somados) em diferentes tratamentos (S0, S5, S20 e S30). A= réplica 1 e B=

réplica 2. As setas indicam a metamorfose das megalopas para o primeiro estágio juvenil de caranguejo.....51

CAPÍTULO II

Figura 1. Baía de Guaratuba. Fotografia de satélite (Google Earth, 2013).....85

Figura 2. Área marginal do Rio São João. Algas vermelhas *Catenella caespitosa* e *Herposiphonia secunda* cobrindo o solo da floresta e as porções inferiores do tronco das árvores da restinga. Manchas de solo sem vegetação, também, são visíveis.....86

Figura 3. A - Fileira de *Scirpus californicus*, B - Área dominada por *Crinum salsum* e C - Área marginal com *Acrosticum aureum*.....87

Figura 4. Baía de Guaratuba. Fotografia de satélite (Google Earth, 2013). Pontos observados e/ou amostrados para a ocorrência de adultos de *Uca (M.) mordax*. 1- Ponta do Cedro, 2- Ponta do Descoberto, 3a, 3b e 3c- Rio São Joãozinho, 4a e 4b- Rio Riozinho, 5a, 5b, 5c e 5d- Rio São João, 6- Rio Nhundiaquara, 7- Rio do Chapéu, 8- Rio Cubatão e 9- Rio Guanxuma.....89

Figura 5. Baía de Guaratuba. Fotografia de satélite de 18/IV/1996 fornecida pela Intersat para a Engefoto, com indicação das quatro estações de coleta de plâncton.92

Figura 6. Baía de Guaratuba. Pontos de amostragem para adultos de *U. (M.) mordax*. Círculos em amarelo = ausência e círculos em vermelho = presença. 1- Ponta do Cedro, 2- Ponta do Descoberto, 3a, 3b e 3c- Rio São Joãozinho, 4a e 4b- Rio Riozinho, 5a, 5b, 5c e 5d- Rio São João, 6- Rio Nhundiaquara, 7- Rio do Chapéu, 8- Rio Cubatão e 9- Rio Guanxuma. Fotografia de satélite (Google Earth, 2013).97

- Figura 7.** *Uca (M.) mordax*. Abundância dos juvenis associados aos tapetes de algas que cobrem o solo da floresta e ao substrato lodoso, às margens do Rio São João, Baía de Guaratuba, Paraná. Letras diferentes denotam diferenças significativas entre si ($p < 0,05$).....99
- Figura 8.** *Uca (M.) mordax*. Densidade (n° ind. por grama de substrato) dos juvenis associados aos tapetes de algas que cobrem o solo da floresta de restinga e ao substrato lodoso, às margens do Rio São João, Baía de Guaratuba, Paraná.....99
- Figura 9.** *Uca (M.) mordax*. A - Largura média da carapaça (LC) dos juvenis coletados nos dois diferentes substratos. B - Comprimento médio da carapaça (CC) dos juvenis coletados nos dois diferentes substratos. Letras diferentes denotam diferenças significativas entre si ($p < 0,05$).....100
- Figura 10.** Salinidades e temperaturas registradas em três diferentes profundidades (superfície, meia água e fundo), nas quatro estações de coleta de plâncton.....101
- Figura 11.** Baía de Guaratuba. Fotografia de satélite de 18/IV/1996 fornecida pela Intersat para a Engefoto, com indicação das larvas zoeas coletadas em cada uma das quatro estações de amostragem.....102
- Figura 12.** Desembocadura do Rio São João. Variação da salinidade durante o período de maré enchente até a maré de altura máxima em três diferentes profundidades (superfície, meia-água e fundo). Horário da maré mínima no dia: 9:30 e horário da maré máxima no dia: 16:00.....103
- Figura 13.** Modelo gráfico provável da estratégia reprodutiva de *Uca (M.) mordax*, dentro da Baía de Guaratuba, Paraná.....113

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO I

- Tabela 1.** *Uca (M.) mordax*. Resultado do teste de Log-Rank, aplicado para detectar diferenças na sobrevivência de larvas (%) entre os cinco tratamentos. F1=fêmea 1, F2= fêmea 2, F3=fêmea 3 e F4= fêmea 4.....44
- Tabela 2.** *Uca (M.) mordax*. Comparação da sobrevivência das larvas provenientes das quatro fêmeas ovígeras (F1, F2, F3 e F4) nos cinco tratamentos de salinidade (S0, S5, S15, S20 e S30), através da análise de Log-Rank.....44
- Tabela 3.** Ótimos de salinidade para o desenvolvimento larval de *Brachyura* de ambientes estuarinos e marinhos.....53

CAPÍTULO II

- Tabela 1.** Comparação morfológica do primeiro e segundo maxilípede entre as espécies de *Uca* ocorrentes na Baía de Guaratuba, PR.....94

RESUMO GERAL

Um estudo sobre a ocupação espacial das categorias demográficas do camarão *Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870) ocorrente no setor oligohalino da Baía de Guaratuba, PR, foi realizado de 2012 a 2013. Embora os adultos tenham hábito semi-terrestre, as suas larvas desenvolvem-se em ambiente aquático. A influência da salinidade e da temperatura sobre a sobrevivência e a duração do desenvolvimento larval da espécie desde a eclosão até a fase de megalopa foi realizado em laboratório. Larvas provenientes de quatro fêmeas ovígeras (F1, F2, F3 e F4) foram submetidas a cinco tratamentos de salinidades (S0, S5, S15, S20 e S30), contendo 20 larvas cada um. A maior taxa de sobrevivência com desenvolvimento completo até megalopa foi obtida em S20 (F1 80%, F2 65%, F3 90% e F4 80%), seguido de S15 e S30. Em S0 e S5, houve sobrevivência de larvas por poucos dias, entretanto, sem qualquer muda para estágios subsequentes. A temperatura não interferiu na taxa final de sobrevivência nos cultivos realizados a 21 e 25°C, mas houve aumento significativo na duração do desenvolvimento larval até megalopa naquela mais alta ($32,82 \pm 2,57$ dias em 21°C e $20,94 \pm 1,98$ dias em 25°C). Adicionalmente, larvas megalopas foram submetidas a quatro tratamentos de salinidade (S0, S5, S20 e S30), tendo as mesmas metaformoseadas para o primeiro estágio juvenil somente em S5 (maior taxa) e em S20 (menor taxa); todas morreram em S0 após seis dias e todas permaneceram como megalopas em S30. No estudo da distribuição dos adultos, nove pontos no setor oligohalino da Baía de Guaratuba (Ponta do Cedro, Ponta do Descoberto, Rio São Joãozinho, Rio Riozinho, Rio São João, Rio Nhundiaquara, Rio do Chapéu, Rio Cubatão, e Rio Guanxuma) foram amostrados, tendo sido a espécie registrada somente nos rios com águas de salinidade abaixo de oito na sua desembocadura para a baía. As inspeções para localizar os juvenis foram realizadas nos meses em que é esperado que ocorra a maior taxa de recrutamento (fevereiro/12, dezembro/12 e de janeiro a março/13), em sete substratos potencialmente colonizáveis (troncos e raízes de árvores em decomposição, substratos lodosos não vegetados, tapetes de algas que cobrem o solo da floresta, tapetes flutuantes de *Salvinia auriculata* e malhas de fibras vegetais na base das samambaias e do pirizal). Os juvenis e as megalopas se assentam

preferencialmente nos tapetes de alga, onde ocorreu a densidade máxima de megalopas e juvenis (n=119), seguido de substrato lodoso não vegetado (n=28). Para inspecionar a existência de larvas de *U. (M.) mordax* na Baía de Guaratuba, foram realizadas coletas de plâncton em quatro pontos num gradiente crescente de salinidade em novembro/13 (Rio São João, salinidade = 0, Ilha do Capim de Cima, salinidade = 12 a 13, Ilha do Araçá, salinidade = 20, Ilha da Sepultura, salinidade = 25 a 29). As salinidades da superfície, meia-água e fundo, também, foram medidas nestes pontos de coleta. No setor oligohalino da baía, foram encontradas somente larvas zoea I (ZI), enquanto que no intermediário, ZI e ZII e no externo, ZI, ZII e ZIV, indicando que as larvas necessitam de águas mais salinas para completarem o seu desenvolvimento e comprovando os resultados dos experimentos. O fato das larvas estarem se desenvolvendo nos setores mesohalinos (Ilha do Araçá, salinidade = 20 e Ilha da Sepultura, salinidade = 25 a 29), é um indicativo de uma possível retenção larval. As salinidades máximas registradas nos rios São João e São Joãozinho durante a maré máxima foi de 0,3 e 8, respectivamente, portanto, águas com salinidade favorável para o desenvolvimento da espécie não estão presentes no setor mais interno da baía. Diante do exposto, pode-se concluir que as larvas zoeas dispersam por aproximadamente 13,5 Km até os setores mesohalinos da baía, onde sofrem sucessivas ecdises até a megalopa, a qual retorna para junto da população parental, após $32,82 \pm 2,57$ (21°C) ou $20,94 \pm 1,98$ (25°C) dias, assentando nos tapetes de alga para se metamorfosear para primeiro estágio juvenil. Este migra para o substrato lodoso quando ganha a capacidade de construir a sua própria toca. Os caranguejos ocupam os terrenos arenosos da floresta de restinga e das margens dos rios somente quando possuem capacidade para cavar tocas nestes substratos compactos. As fêmeas ovígeras procuram substratos lodosos nas imediações dos tapetes de alga para construir uma chaminé em torno de suas tocas.

Palavras-chave: salinidade; sobrevivência larval; retenção larval; distribuição larval; distribuição espacial dos juvenis e adultos

GENERAL ABSTRACT

A study on the space occupation of demographic categories of the fiddler crab *Uca (Minuca) mordax* (Smith 1870) occurring in the oligohaline area of Guaratuba Bay, PR, was held from 2012 to 2013. Although adults have semi-terrestrial habit, their larvae develop in aquatic environment. The influence of salinity and temperature on larval development and survival of the species from hatching to the megalopa stage was performed at the laboratory. Larvae from four ovigerous (F1, F2, F3, F4) were reared in five different salinities (S0, S5, S15, S20 and S30), each containing 20 larvae. The highest rate of survival with full development until megalopae was obtained in S20 (F1 80%, F2 65%, F3 90% and F4 80%), followed by S15 and S30. In S0 and S5, larvae survived for a few days, however, without any edysis to subsequent stages. The temperature did not affect the final rate of survival in cultures performed at 21 and 25°C, but a significant difference in the duration of larval development to megalopae was observed: 32.82 ± 2.57 days at 21°C and 20.94 ± 1.98 days at 25°C. Additionally, megalopae larvae were reared in four different salinities (S0, S5, S20 and S30), and they moulted to the first juvenile stage only at S5 (higher rate) and at S20 (lower rate); all died in S0 after six days and all remained as megalopae in S30. In the study of the distribution of adults, nine collection sites in the oligohaline area of the bay (Ponta do Cedro, Ponta do Descoberto, São Joãozinho River, Riozinho River, São João River, Nhundiaquara River, Chapéu River, Cubatão River, and Guanxuma River) were sampled. The species was recorded only in rivers with salinity waters below than 8 at its mouth to the bay. Inspections for juveniles were held in the months in which it is expected to occur the highest rate of recruitment (february/12, december/12, and from january to march/13), in seven potentially probable substrates to be settled (trunks and roots in decomposition, muddy substrates non-vegetated, algae carpets covering the forest floor, floating mats of *Salvinia auriculata*, and meshes of vegetable fibers at the base of the ferns and pirizal). Most juveniles and megalopae settled on the algae carpets, where the maximum density of megalopae and juveniles ($n = 119$) was recorded, followed by non-vegetated muddy substrate ($n = 28$). To inspect the existence of larvae of *U. (M.) mordax* in the Guaratuba Bay, plankton collections were held at four

sites in an increasing gradient of salinity in november/13 (São João River, salinity = 0, Capim de Cima Island, salinity = 12 to 13, Araçá Island, salinity = 20, Sepultura Island, salinity = 25 to 29). The salinity of the surface, mid-water and bottom, were also measured in these collection sites. In the inner area of the bay, there were found only zoea I larvae (ZI), while in the intermediate, ZI and ZII and in the outer area, ZI, ZII and ZIV; this indicates that larvae require saltier waters to complete their development and confirms the results of the experiments. It is probable that larvae are under retention inside of the bay, and they develop in mesohalines (Araçá Island, salinity = 20 and Sepultura Island, salinity = 25 to 29). As the maximum salinities in São João and São Joãozinho rivers (parental area) during the maximum tide was 0.3 and 8.0, respectively, it is quite improbable that larvae can develop in these almost freshwaters. It can be deduce that the zoea larvae disperse for approximately 13.5 Km towards mesohalines areas of the bay, where they suffer successive moults to megalopas that return to the parental area after 32.82 ± 2.57 (21°C) or 20.94 ± 1.98 (25°C) days. Once they had been settled the algae carpets they moult into first juvenile stage. This migrates to the muddy substrate when acquire ability to build its own burrow. Crabs can colonize the sandy soils in the restinga forest the in the river banks only when they have ability to dig these compact substrates. The ovigerous females seek muddy substrates in the vicinity of algae carpet to construct a chimney around their burrows.

Keywords: salinity; larval survival; larval retention; larval distribution; spatial distribution of juvenile and adult

PREFÁCIO

O chama-maré *Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870) é um caranguejo semiterrestre, que se estabelece acima do nível dos manguezais, onde a água é praticamente doce. Embora os adultos tenham hábito semiterrestre, as suas larvas desenvolvem-se em ambiente aquático. Durante a sua ontogênese, as larvas são expostas às variações abióticas, que influenciam suas chances de sobrevivência e/ou desenvolvimento. Dentre estes fatores, a salinidade é considerada a mais importante nas regiões estuarinas, pois interfere sobre diversos aspectos da biologia larval, principalmente na taxa de sobrevivências das larvas. Diante do exposto, o primeiro capítulo teve como objetivo principal verificar a influência da salinidade e da temperatura (21 e 25°C) sobre a sobrevivência e a duração do desenvolvimento larval de *U. (M.) mordax* desde a eclosão até a fase de megalopa em laboratório, bem como verificar a influência da salinidade sobre a sobrevivência das larvas megalopas. A partir dos resultados obtidos foi possível inferir se as larvas da espécie necessitam realizar grandes dispersões em busca de águas de salinidades ideais dentro da Baía de Guaratuba, Paraná. Portanto, o primeiro capítulo traz informações acerca da salinidade e temperatura ideal para o desenvolvimento larval da espécie, já que é de fundamental importância conhecer o ciclo de desenvolvimento das larvas desse crustáceo e a sua tolerância às variações de salinidade e temperatura para que se possa entender melhor a ecologia da espécie.

No segundo capítulo, objetivou-se descrever a ocupação espacial das categorias demográficas de *U. (M.) mordax* na Baía de Guaratuba, PR, para elaborar um provável cenário do ciclo de vida da espécie. Um extensivo mapeamento foi realizado em duas etapas para delimitar a área de ocorrência dos adultos da espécie em relação à salinidade, bem como a triagem de mais de 14 kg de substrato para investigar qual seria o microhabitat onde vivem os primeiros juvenis após a colonização das megalopas, para tentar preencher a lacuna que existe em relação à distribuição espacial da fase juvenil desta espécie. Além do mapeamento e da triagem dos substratos, foi realizada uma exaustiva dissecação das larvas coletas no plâncton, até encontrar as larvas de

U. (M.) mordax, já que estas apresentam uma morfologia muito semelhante às demais espécies de *Uca*.

Os resultados mostraram que *U. (M.) mordax* realiza todo o seu ciclo de vida dentro da Baía de Guaratuba, PR, mas as suas categorias demográficas ocupam biótopos muito variados como tapetes de alga que cobrem o solo da floresta de restinga (megalopas e juvenis) e a coluna d'água do corpo estuarino. Portanto, nos planejamentos de conservação da espécie, a preservação tão somente dos biótopos de ocorrência dos adultos não é suficiente para tal finalidade, sendo necessário dar atenção àqueles tão imperceptíveis como os referidos tapetes de alga.

CAPÍTULO I

**INFLUÊNCIA DA SALINIDADE SOBRE O DESENVOLVIMENTO
LARVAL DO CARANGUEJO “CHAMA-MARÉ” *Uca (Minuca)*
mordax (SMITH, 1870) (CRUSTACEA, DECAPODA,
OCYPODIDAE) EM CONDIÇÕES DE LABORATÓRIO**

RESUMO

Um estudo sobre a influência da salinidade e da temperatura sobre a sobrevivência e a duração do desenvolvimento larval de *Uca (M.) mordax* desde a eclosão até a fase de megalopa foi realizado em laboratório. Teve como objetivo inferir se as larvas da espécie necessitam realizar grandes migrações em busca de águas de salinidades ideais dentro da Baía de Guaratuba, PR, onde uma população altamente abundante está estabelecida. As larvas foram obtidas de quatro fêmeas ovígeras (F1, F2, F3 e F4) capturadas no biótopo mais oligohalino da referida baía. As larvas foram cultivadas em cinco diferentes tratamentos de salinidade (S0, S5, S15, S20 e S30) e as taxas de sobrevivência e a duração do desenvolvimento larval foram registradas. Cada tratamento foi realizado com 20 larvas (=400 larvas). Todo o experimento foi mantido em uma estufa incubadora sob um fotoperíodo regular (12:12 h / claro:escuro) e temperatura (25°C), mas as larvas da F1 foram cultivadas a 21°C (experimento piloto). Dessa forma, foi possível comparar os experimentos realizados nas duas diferentes temperaturas. As larvas foram alimentadas com as microalgas *Scenedesmus quadricauda* e *Nannochloropsis oculata*, com o rotífero *Brachionus plicatilis*, e com náuplius de artêmia. Em S0 e S5, houve mortalidade total das larvas zoeas. O desenvolvimento completo até a fase de megalopa foi observado somente em S15, S20 e S30. A maior sobrevivência foi registrada em S20 (F1 80%, F2 65%, F3 90% e F4 80%) e a menor em S30 (F1 10%, F2 40%, F3 25% e F4 20%). A temperatura influenciou significativamente a duração do desenvolvimento larval até o estágio de megalopa. As larvas cultivadas a 21°C chegaram à fase de megalopa em $32,82 \pm 2,57$ dias, enquanto que as cultivadas a 25°C em $20,94 \pm 1,98$ dias. No entanto, a temperatura não interferiu na taxa final de sobrevivência nos cultivos realizados a 21 e 25°C. A salinidade (de S15 a S30) não teve efeito estatisticamente significativo na duração do desenvolvimento larval até megalopa nas fêmeas F2 e F4, as quais apresentaram uma duração média de $24,25 \pm 2,69$ e $24,79 \pm 4,1$ dias, respectivamente. A duração do desenvolvimento das larvas provenientes das fêmeas F1 e F3 foi significativamente afetada pela salinidade, tendo S20 mostrado o melhor desempenho do que os outros tratamentos, com duração média de $32,82 \pm$

2,57 para F1 e $20,94 \pm 1,98$ para a F3. As megalopas apresentaram um comportamento eurihalino quando cultivadas em diferentes salinidades (S0, S5, S20 e S30), com exceção da S0, onde todas as megalopas morreram após $6,5 \pm 3,53$ dias de experimento. A maior taxa de metaformose para o primeiro estágio juvenil foi registrada em S5 (=salinidade próxima do habitat do adulto), enquanto em S30, todas as megalopas permaneceram neste estágio até o término do experimento. Os dados demonstraram que as larvas da população estudada não sobrevivem em baixas salinidades (S0 e S5), ou seja, as larvas não são capazes de se desenvolverem em salinidades do setor oligohalino onde vivem os adultos da espécie. Portanto, as larvas necessitam dispersar para setores mais salinos (salinidade = 20), onde as condições de salinidade para o desenvolvimento larval são mais favoráveis.

Palavras-chave: sobrevivência; salinidade; temperatura; zoea; megalopa

ABSTRACT

A study on the influence of salinity and temperature on the survival and the duration of the larval development of *Uca (M.) mordax* from hatching to the megalopa stage was carried out in the laboratory. It aimed to deduce if these larvae require to accomplish migrations in searching saltier waters inside Guaratuba Bay, Paraná State, Brazil, where a highly abundant population is established. The larvae were obtained from four ovigerous females (F1, F2, F3 and F4) captured in oligosaline biotopes of that bay. Larvae were reared in five different salinity treatments (S0, S5, S15, S20 and S30) and the survival rates and duration of larval development were recorded. Each treatment was initially performed with 20 larvae (=400 larvae). All experimental were kept in an incubator under a regular photoperiod (light: dark 12:12h) and temperature (25°C), but F1 female larvae were reared at 21°C (pilot experiment). Thus, it was possible to compare the experiments carried out in two different temperatures. The larvae were fed with microalgae, *Scenedesmus quadricauda* and *Nannochloropsis oculata*, rotifers *Brachionus plicatilis*, and nauplius of *Artemia sp.* In S0 and S5, there were total mortality of zoea larvae. The full development until megalopa stage was observed only in S15, S20 and S30. The highest survival was recorded in salinity S20 (F1 80%, F2 65%, F3 90% and F4 80%) and the lowest, in S30 (F1 10%, F2 40%, F3 25% and F4 20%). Temperature influenced significantly the duration of larval development until the megalopa stage. The larvae cultivated under 21°C reached the megalopa stage in 32.82 ± 2.57 days, while the cultivated under 25°C in 20.94 ± 1.98 days. However, the temperature did not interfered in the final rate of survival in cultivation carried out 21 and 25°C. S15 to S30 had no statistically significant effect on the duration of larval development to megalopa in F2 and F4 larvae, which had an average duration of 24.25 ± 2.69 and 24.79 ± 4.1 days, respectively. The duration of larvae coming from F1 and F3 was significantly affected by salinity, having better performance in the S20 than in the other treatments, with an average duration of 32.82 ± 2.57 to F1 and 20.94 ± 1.98 for the F3. The megalopa presented a eurihaline behavior when cultivated at different salinities (S0, S5, S20 and S30), with the exception of S0, where all the megalopas died after 6.5 ± 3.53 days of experiment. The highest rate of

metaformose to the first stage of juvenile crab was recorded in S5 (salinity near the adult habitat), while in S30, all megalopas remained as such until the end of the experiment. The data demonstrated that the larvae of the studied population do not survive at low salinities (S0 and S5), namely, the larvae are unable to develop under salinities of oligosaline areas where adults live. Therefore, the larvae need to disperse to saltier waters (salinity 20), where salinity conditions for the larval development are suitable.

Key words: survival; salinity; temperature; zoea; megalopa

1. INTRODUÇÃO

A ontogenia da maioria dos caranguejos decápodos inclui um ciclo de vida bifásico, com fases meroplânctônicas (zoeas) e bentônicas (megalopas, juvenis e adultos) (Anger, 2001, 2006), embora algumas espécies as tenham suprimido como uma resposta adaptativa à água doce e aos ambientes terrestres (Wolcott, 1988).

O desenvolvimento larval pode apresentar um intervalo de tempo de poucos dias a várias semanas no plâncton antes da transição para o ambiente bentônico, variando de acordo com a espécie (Morgan, 1995; Anger, 2001, 2006).

Durante a ontogênese, as larvas ficam expostas às variações abióticas, as quais influenciam suas chances de sobrevivência e/ou desenvolvimento. Dentre estes fatores, citam-se: a temperatura, a salinidade, pH, luz, ciclos de marés, correntes marinhas e poluentes, bem como alguns fatores bióticos como, a disponibilidade de alimento e a pressão de predação (Morgan 1995; Anger, 2001, 2003, 2006; Fernandes *et al.*, 2002).

Dentre estes fatores abióticos, a salinidade é considerada o parâmetro ambiental mais importante em regiões estuarinas e em outros ambientes costeiros, por apresentar modificações constantes em decorrência da influência das amplitudes de marés (Anger, 2001; 2003) de um lado e da entrada de águas continentais de outro. Dessa forma, as larvas recém-eclodidas podem sofrer estresse devido à ampla variação da salinidade, pois são liberadas durante um ciclo de marés (Silva, 2002), afetando a sua fisiologia e ecologia (Anger, 2001; 2003; Silva, 2002).

O efeito da salinidade é de extrema importância no desenvolvimento dos crustáceos decápodos e tem recebido grande atenção devido à sua influência sobre diversos aspectos da biologia larval, tais como: sobrevivência, desenvolvimento, crescimento, morfologia, ciclo de muda, atividade alimentar, metabolismo, comportamento, compartimentalização de energia, taxa de acumulação de carbono (Anger *et al.*, 1998; Anger, 2001, 2003), composição bioquímica e embriogênese das larvas (Giménez & Anger 2001; Torres *et al.*, 2002, 2008), além de induzir respostas comportamentais específicas (Forward, 1989) influenciando na distribuição vertical das larvas na coluna d'água (Cronin

& Forward, 1986). Em algumas espécies estuarinas com dispersão larval para as águas costeiras, a salinidade pode servir como indicadora de condições estuarinas, orientando as megalopas durante o recrutamento (O'Connor & Epifanio, 1985).

As larvas dos organismos marinhos, de uma forma geral, possuem uma capacidade de osmorregulação muito menor que os adultos, ou seja, são mais sensíveis às variações de salinidade que ocorrem dentro das áreas estuarinas (Giménez & Anger, 2001). Portanto, uma pequena diferença entre a salinidade ideal para uma larva e a salinidade do local onde se encontra, pode provocar intensos gastos energéticos, pois a necessidade de bombear íons contra o gradiente pode ser tão intensa que funções vitais como a própria ecdise podem ser afetadas (Villarreal *et al.*, 1994).

A capacidade das larvas de tolerar diferentes níveis de salinidade pode ser utilizada como um indicador do tipo de estratégia adotada pela espécie estuarina, como por exemplo, retenção das larvas dentro do estuário ou a sua exportação para as águas costeiras (Strathmann, 1982; Anger *et al.*, 2008).

Com relação aos trabalhos realizados que abordam os efeitos da salinidade sobre a ontogênese das espécies de caranguejos braquiúros, podem ser citados aqueles realizados com *Sesarma cinereum* Bosc, 1802 (Costlow *et al.*, 1960), *Lithodes antarcticus* Jacquinet, 1853 (Vinuesa *et al.*, 1985), *Uca (Minuca) subcylindrica* (Stimpson, 1859) (Rabalais & Cameron, 1985), *Aratus pisonii* (H. Milne Edwards, 1837) (Díaz & Bevilacqua, 1986), *Eriphia gonagra* (Fabricius, 1781) (Fransozo & Negreiros-Fransozo, 1986), *Sesarma rectum* Randall, 1840 (Fransozo & Negreiros-Fransozo, 1986), *Uca (Minuca) minax* (LeConte, 1855) (Epifanio *et al.*, 1988), *Uca (Minuca) pugnax* (Smith, 1870) (Epifanio *et al.*, 1988), *Paralithodes camtschaticus* (Tilesius, 1815) (Shirley & Shirley, 1989), *Sesarma angustipes* Dana, 1852 (Anger *et al.*, 1990), *Eriocheir sinensis* (H. Milne Edwards, 1854) (Anger, 1991), *Eurytium limosum* (Say, 1818) (Messerknecht *et al.*, 1991), *Carcinus maenas* (Linnaeus, 1758) (Nagaraj, 1993), *Metaplex elegans* De Man, 1888 (Balagurunathan & Kannupandi, 1993), *Armases miersii* (Rathbun, 1897) (Schuh & Diesel, 1995a; Anger, 1996), *Rhithropanopeus harrisi* (Gould, 1841) (Costlow *et al.*, 1966), *Armases ricordi* (H. Milne Edwards, 1853) (Diesel & Schuh, 1998), *Armases roberti* (H. Milne Edwards, 1853) (Diesel & Schuh, 1998), *Carcinus maenas*

(Linnaeus, 1758) (Anger *et al.*, 1998), *Cardisoma guanhumi* Latreille, 1825 (Abrunhosa *et al.*, 2000), *Chasmagbathus granulata* Dana, 1851 (Bas & Spivak, 2000), *Cyrtograpsus angulatus* Dana, 1851 (Bas & Spivak, 2000), *Mithrax caribbaeus* Rathbun, 1900 (Lárez *et al.*, 2000), *Sesarma curacaoense* De Man, 1892, (Schuh & Diesel, 1995b; Anger & Charmantier, 2000), *Armases rubripes* Rathbun, 1897 (Luppi *et al.*, 2003), *Parasesarma catenata* Ortman, 1897 (Paula *et al.*, 2003), *Cardisoma armatum* Herklots, 1851 (Cuesta & Anger, 2005), *Neohelice granulata* (Dana, 1851) (Anger *et al.*, 2008 ; Torres *et al.*, 2008), *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) (Simith & Diele, 2008), *Uca (Uca) tangeri* (Eydoux, 1835) (Spivak & Cuesta, 2009) e *Uca (Minuca) vocator* (Herbst, 1804) (Simith *et al.*, 2012).

Além da salinidade, a temperatura é outro fator ambiental importante, sendo considerado por alguns autores como a principal variável abiótica que afeta as taxas de desenvolvimento embrionário e larval, tanto em crustáceos como nos demais organismos peclotérmicos (Kinne, 1970; Ismael *et al.*, 1997).

Diversos estudos realizados com crustáceos têm avaliado o efeito de diferentes temperaturas sobre a sobrevivência e a duração do desenvolvimento larval (Anger, 1983; Vinuesa *et al.*, 1985; Minagawa, 1990; Anger, 1991; Sulkin & McKeen, 1996; Lárez *et al.*, 2000; Anger *et al.*, 2003; Luppi *et al.*, 2003; Barría *et al.*, 2005; Paula *et al.*, 2003).

O presente trabalho tem como objeto de estudo as larvas de *Uca (M.) mordax* (Smith, 1870), comumente conhecido como chama-maré ou violinista (Crane, 1975; Melo, 1996). Esta espécie tem distribuição geográfica no Oceano Atlântico Ocidental, desde o Golfo do México até o sul Brasil, no Estado do Grande do Sul (Bezerra, 2012). A população adulta se estabelece mais à montante dos manguezais, onde a água é praticamente doce (Crane, 1975). O desenvolvimento larval completo da espécie foi descrito por Rieger (1997) em condições laboratoriais e consistiu de cinco a seis estágios de zoea e um de megalopa, quando cultivadas na salinidade 34. Porém, até o momento não existe qualquer informação disponível acerca da salinidade ideal para o desenvolvimento larval da espécie, tampouco se as larvas dispersão para águas mais salinas do estuário, uma vez que os adultos habitam áreas de salinidades muito baixas (Masunari, 2006). Dessa forma, para que se possa entender melhor a ecologia desta espécie, é de fundamental importância

conhecer o ciclo de desenvolvimento das larvas desse crustáceo e a sua tolerância às variações de salinidade.

Portanto, o objetivo do presente estudo consiste em avaliar, em laboratório, os efeitos da salinidade e da temperatura sobre a sobrevivência das larvas zoeas e megalopas e sobre a duração do desenvolvimento larval desde a eclosão até a fase de megalopa. Os resultados obtidos nesse experimento servirão de base para prever a estratégia reprodutiva de *U. (M.) mordax* na Baía de Guaratuba no capítulo subsequente.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. Obtenção das fêmeas ovígeras na natureza

Quatro fêmeas ovígeras de *Uca (M.) mordax* (Smith, 1870) foram capturadas ao longo das margens do Rio São João na Baía de Guaratuba, Paraná, nos meses de setembro/12 (n=1) e novembro/12 (n=3), para fins de colher as larvas. As tocas foram exploradas com o auxílio de uma pá de jardinagem e as fêmeas coletadas manualmente. Todas as fêmeas ovígeras capturadas estavam ocupando tocas ornamentadas com uma chaminé semelhante àquela construída por *Uca (M.) thayeri* Rathbun, 1900, ocorrente na mesma baía. As tocas se encontravam escavadas em solo argiloso saturado de água (Fig. 1). Somente fêmeas ovígeras que apresentavam ovos em estágio final de desenvolvimento embrionário (coloração amarelo-alaranjado forte) foram capturadas.

A temperatura do ar, da água e a salinidade registradas durante a captura da fêmea 1 (F1 - setembro/12) foram: 22°C, 21°C e zero, respectivamente. Já no mês de novembro/12, onde foi realizada a captura das demais fêmeas ovígeras (F2, F3 e F4), a temperatura do ar, da água e a salinidade foram: 27,2°C, 26,2°C e 1, respectivamente.



Figura 1. *Uca (M.) mordax*. No centro, uma toca ornamentada com chaminé e ocupada por uma das fêmeas ovígeras capturadas ao longo da margem do Rio São João e, à esquerda, uma toca sem ornamentação.

As fêmeas ovígeras foram transportadas para o laboratório de aquários da Universidade Federal do Paraná (UFPR) em recipientes de plástico forrados com algas vermelhas e contendo uma pequena quantidade de água do local de coleta. No laboratório, as fêmeas foram lavadas (salinidade 0) para a remoção do lodo aderido ao exoesqueleto e mantidas individualmente em aquários pequenos (18,0 cm x 18,0 cm) contendo água do local de coleta (salinidade próxima de zero), na quantidade para permitir a emersão dos animais, até o momento da eclosão das larvas. Os aquários foram mantidos com aeração contínua, temperatura ambiente e fotoperíodo de 12:12 horas (claro: escuro) controlado por timer. Foram introduzidos aos aquários pedaços de cano de PVC de ½ polegada para servirem de abrigo e pequenas rochas para servirem de “substrato seco”, caso as fêmeas preferissem sair da água (Fig. 2). As fêmeas ovígeras foram mantidas em laboratório por curtos períodos de tempo, pois, os seus ovos estavam em estágio final de desenvolvimento embrionário, numa visível proximidade de eclosão das larvas. Às fêmeas foi ofertado como alimento somente algas vermelhas do local de coleta, para que outros resíduos alimentares não interferissem no estado sanitário das larvas recém-eclodidas.

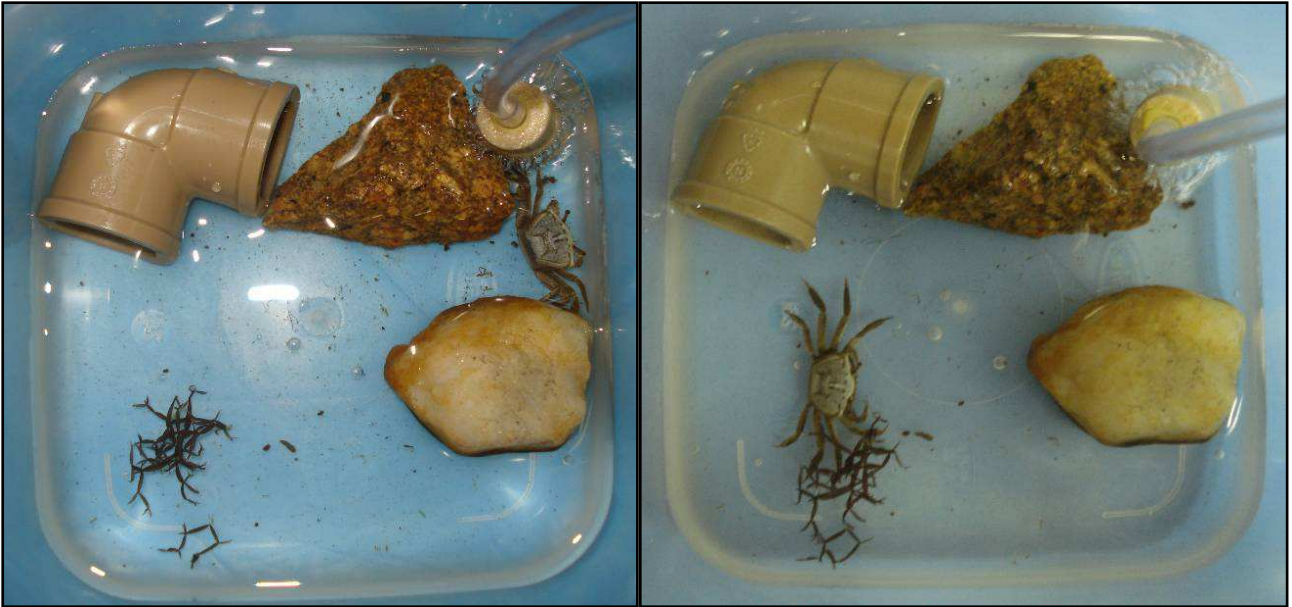


Figura 2. *Uca (M.) mordax*. Fêmeas ovíferas nos aquários antes da eclosão das larvas. Os canos de PVC serviram de abrigo e as rochas, substratos emersos.

As fêmeas foram observadas várias vezes durante o dia, até a constatação da eclosão das larvas (Fig. 3).

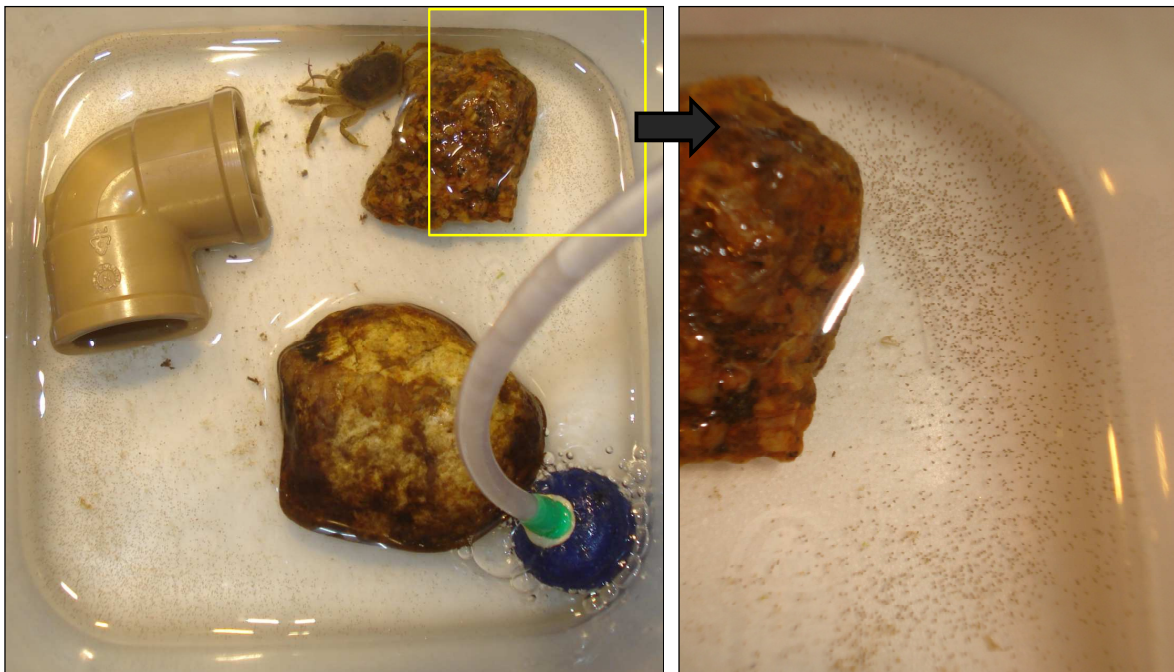


Figura 3. *Uca (M.) mordax*. Larvas zoea I (pontos castanhos) logo após a eclosão.

2.2. Desenho experimental para o efeito das diferentes salinidades sobre o desenvolvimento larval

Após a eclosão, as larvas (zoea I) que estavam em recipientes contendo água praticamente sem salinidade, foram atraídas por um foco de luz, removidas dos aquários de eclosão com auxílio de uma pipeta esterilizada e transferidas para recipientes de polietileno para serem aclimatadas à salinidade desejada. Para evitar choques osmóticos, a cada 1h, as larvas foram transferidas com uma pipeta para frascos com salinidade previamente aumentada em 5 unidades em relação ao frasco anterior (Fig. 4), deixando permanecer uma pequena parte das larvas para serem aclimatadas nesta salinidade. Das larvas transferidas para a nova salinidade, uma parte foi novamente transferida (após 1h) para uma salinidade maior de cinco unidades e assim, sucessivamente, até atingir a salinidade de 30.

Para a obtenção das águas com diferentes salinidades, foi dissolvido sal marinho artificial refinado sem iodo em água deionizada, na proporção da salinidade desejada, com o auxílio de uma balança de precisão e de um refratômetro óptico (Salinidade 0 = 0 g/L; Salinidade 5 = 5 g/L; Salinidade 15 = 15 g/L; Salinidade 20 = 20 g/L; Salinidade 30 = 30 g/L).

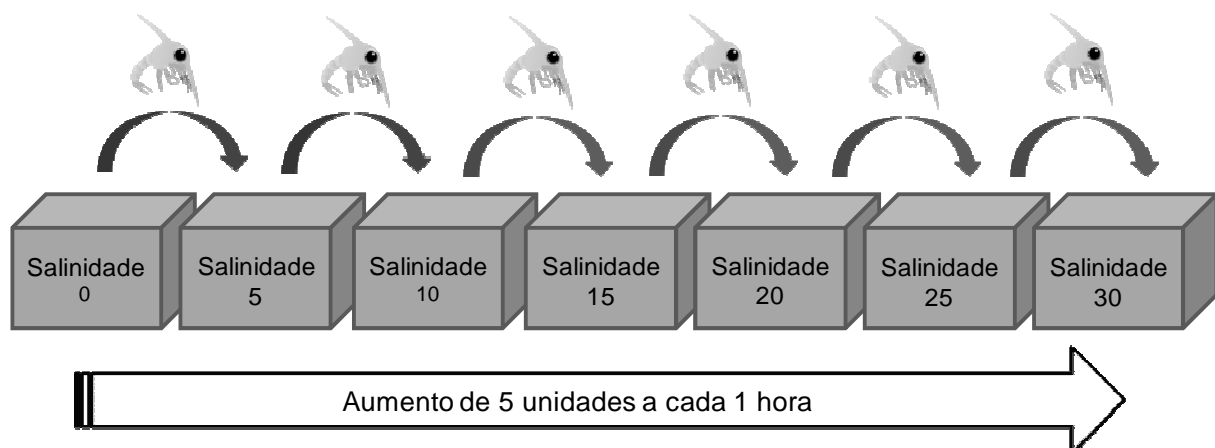


Figura 4. Representação esquemática da metodologia empregada para a aclimação das larvas zoeas em diferentes salinidades.

Após a aclimação, as larvas foram atraídas novamente por um foco de luz, removidas dos recipientes de aclimação com auxílio de uma pipeta e transferidas para recipientes de polietileno com capacidade de 1L e contendo 500 ml de água nas suas respectivas salinidades. Em cada recipiente foram

introduzidas 20 larvas recém-eclodidas. Somente foram utilizadas as larvas que nadavam ativamente, num claro sinal de condição salutar. Os tratamentos consistiram de cinco diferentes salinidades: Tratamento 1 (S0) salinidade 0, Tratamento 2 (S5) - salinidade 5, Tratamento 3 (S15) - salinidade 15, Tratamento 4 (S20) - salinidade 20 e Tratamento 5 (S30) - salinidade 30. Essas salinidades foram escolhidas porque representam aquelas do local de eclosão, nas imediações do habitat do adulto (S0 e S5) ou aquelas registradas no corpo e na entrada da baía (salinidades 15, 20 e 30) por Jakobi (1953).

O experimento consistiu num total de 20 larvas zoea para cada tratamento de salinidade (=400 larvas): cinco tratamentos para cada uma das proles provindas das quatro fêmeas ovígeras (Fig. 5).

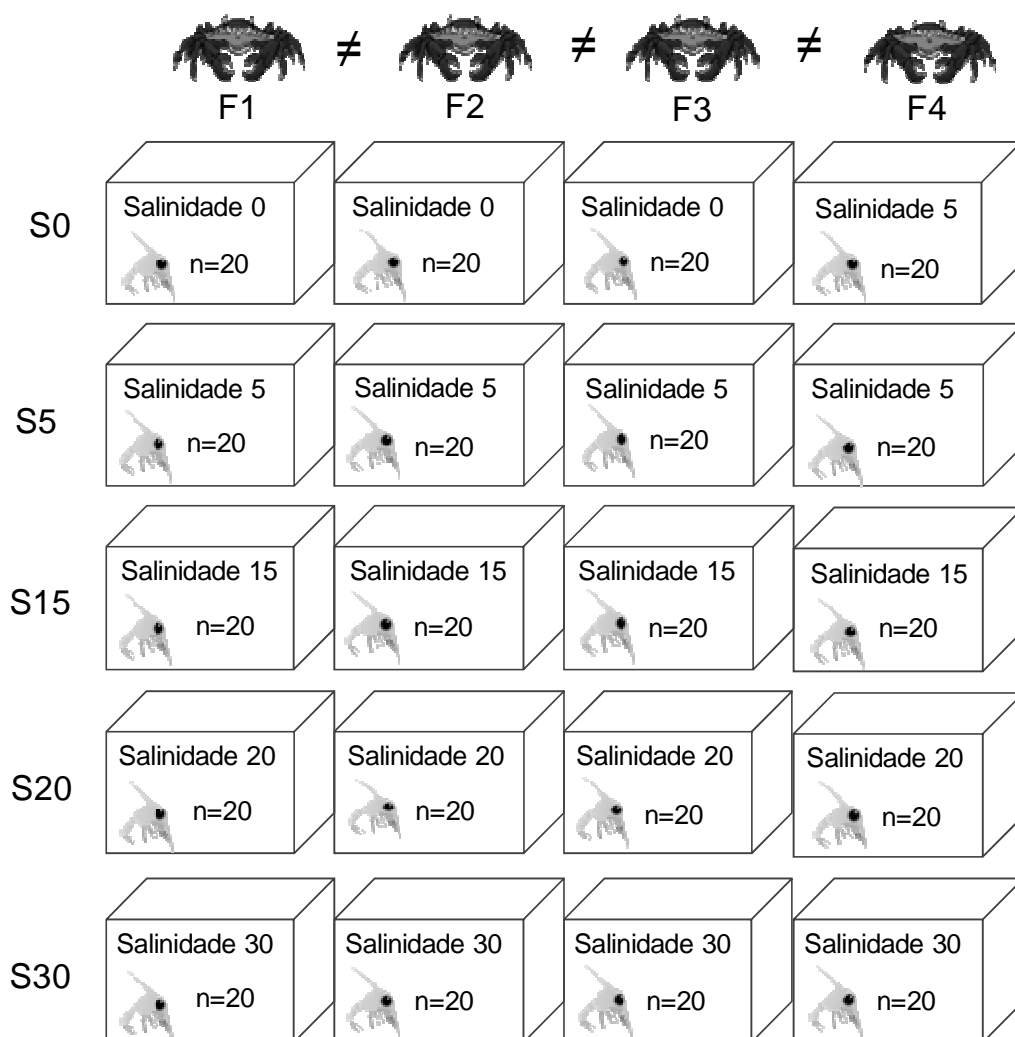


Figura 5. *Uca (M.) mordax*. Representação esquemática do experimento larval com larvas zoea. Cada unidade foi iniciada com 20 larvas recém-eclodidas. Houve cinco tratamentos de salinidade (S0, S5, S15, S20 e S30) com larvas provenientes de quatro fêmeas ovígeras (F1=fêmea 1, F2=fêmea 2, F3= fêmea 3 e F4= fêmea 4).

Todas as unidades experimentais foram cultivadas em uma estufa incubadora para BOD (Demanda Bioquímica de Oxigênio) (ELETROLAB 122FC) (Fig. 6) e mantidas no mesmo regime de fotoperíodo (12:12 h / claro:escuro), alimento e temperatura (25°C), com exceção das larvas da fêmea coletada em setembro/12 (F1) para o experimento piloto, as quais foram mantidas a 21°C. Dessa forma, foi possível comparar com as demais unidades experimentais se a temperatura interfere na sobrevivência e no desenvolvimento larval.



Figura 6. *Uca (M.) mordax*. Cultivo das larvas na estufa incubadora para BOD.

Do estágio de zoea I até zoea III, as larvas foram alimentadas diariamente com a microalga vágil *Nannochloropsis oculata* (Droop) Hibbert, 1981 e rotíferos *Brachionus plicatilis* Müller, 1786. A partir de zoea III, a alimentação foi suplementada com náuplius de artêmia recém-eclodidos até a fase de megalopa (conforme o protocolo utilizado por Rieger (1997) para o cultivo da mesma espécie). Foi fornecido artêmia somente no estágio de náuplius, pelo fato de serem pequenos e ricos em reservas vitelínicas; ao sofrerem muda para metanáuplius (que ocorre em menos de oito horas), o

volume destes aumenta muito e as propriedades nutritivas decrescem consideravelmente (Leger & Sorgeloos, 1992; Barbieri & Ostrensky, 2001) e, por conseqüência, tornam-se inadequados para alimentar larvas de *Uca*.

As larvas zoea I e II de *Uca* receberam microalgas em densidade de 1.000.000 cels.ml⁻¹ (a densidade celular foi avaliada por análise microscópica, com câmara de Neubauer), rotíferos em densidade de 10,0 ind.ml⁻¹, e as zoea III, náuplius de artêmia de 0,6 ind.ml⁻¹. Tanto as microalgas como os rotíferos utilizados no presente estudo foram cultivados em água de salinidade 30 e fornecidos pelo Grupo Integrado de Aquicultura e Estudos Ambientais (GIA) da UFPR. Já o cultivo de artêmia foi realizado na sala de aquários da UFPR. Os cistos foram incubados em água salgada (salinidade 20) com aeração e iluminação constante, tendo os náuplius eclodidos dentro de 24-30 horas.

Para que a salinidade da água dos cultivos dos organismos-alimento não interferisse nos tratamentos, a alimentação das larvas foi realizada da seguinte forma: tanto os rotíferos como as artêmias foram aprisionados num micro-recipiente com paredes de 200 µm de abertura de malha e o conjunto todo foi lavado com a mesma salinidade da água do tratamento a ser testado. Por outro lado, a microalga foi diluída com água deionizada até que atingisse a salinidade compatível com o tratamento a ser testado, pois o seu reduzido tamanho não permitiu a utilização do micro-recipiente de rede acima mencionado.

Somente para o S0, foi utilizada a alga vágil de água-doce *Scenedesmus quadricauda* (Turpin) Brébisson, 1835 ao invés da *Nannochloropsis oculata*, pois nesta salinidade (zero) esta última alga não sobreviveria. Como conseqüência, a taxa de sobrevivência das larvas de *Uca* seria alterada por falta de alimento adequado, uma vez que a maioria das larvas dos crustáceos especializou-se na captura de presas vágeis, dificilmente aceitando alimentos inertes (Dhert *et al.*, 2001).

A cada 24 horas foi realizada a troca da água no cultivo larval e quantificado o número de larvas de *Uca* mortas sob estereomicroscópio. Estas foram conservadas em álcool 75% glicerinado, para a verificação da mudança do estágio de desenvolvimento larval, conforme descrição morfológica de Rieger (1997).

Quando as larvas atingiram a fase de megalopa, estas foram retiradas para que se fosse evitado o canibalismo sobre as zoeas que ainda não tinham

completado a metamorfose. O experimento foi concluído quando a última larva atingiu a fase de megalopa ou quando não restavam mais zoeas vivas nos tratamentos experimentais.

2.3. Desenho experimental para o efeito das diferentes salinidades sobre as larvas megalopa

Além das quatro fêmeas ovígeras para o experimento com as larvas zoea (item 2.2.), foi coletada uma quinta fêmea ovígera (30/11/2012) no mesmo local, para obtenção de larvas megalopa e testar o efeito da salinidade sobre as mesmas. O experimento teve duração de 18 dias, quando as megalopas começaram a se metamorfosear para o primeiro estágio juvenil.

A fêmea ovígera foi mantida em laboratório nas mesmas condições do experimento anterior e as larvas alimentadas de acordo com a mesma técnica descrita no item 2.2. Entretanto, as larvas foram cultivadas em “massa”, ou seja, todas no mesmo recipiente de polietileno com capacidade de 1L contendo 700 ml de água na salinidade 20, após a devida aclimação a ela. A salinidade 20 foi escolhida para este cultivo, porque foi em S20 que as larvas zoea apresentaram as maiores taxas de sobrevivência nos experimentos 2.2.

Após atingirem a fase de megalopa, as larvas foram aclimatadas nas salinidades de 0 a 30. Como o cultivo das zoeas foi realizado na salinidade 20, metade das megalopas foi aclimatada em salinidades crescentes de 20 até 30 e a outra metade em salinidades decrescentes de 20 até 0, de modo gradual em unidades de 5 a cada 1 hora, para que se fossem evitados choques osmóticos (Fig. 7).

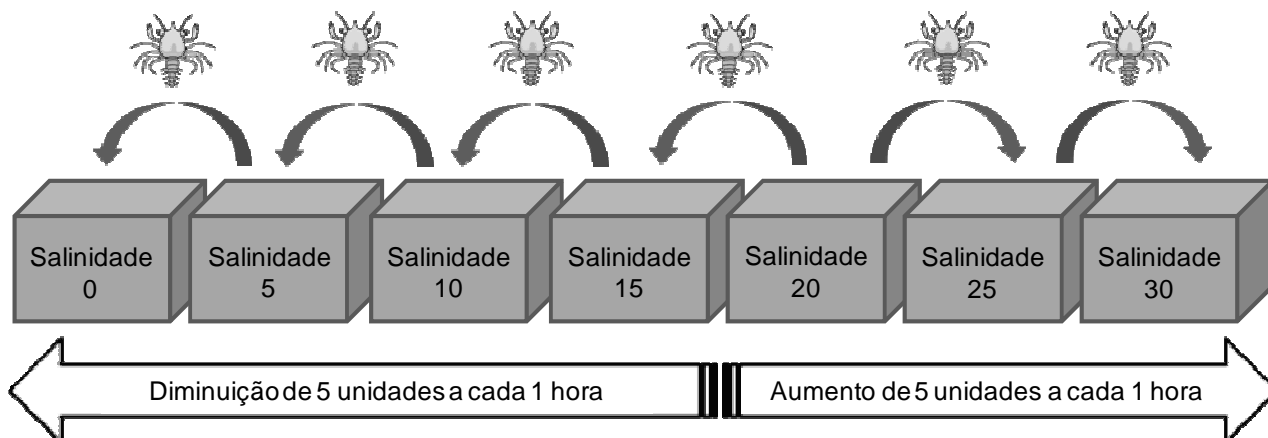


Figura 7. Representação esquemática da metodologia empregada para a aclimação das megalopas em diferentes salinidades.

Após a aclimação, as megalopas foram transferidas para recipientes de polietileno com 1L de capacidade contendo 500 ml de água nas suas respectivas salinidades dos tratamentos. O experimento foi conduzido em tratamentos com quatro diferentes salinidades: Salinidade 0 (S0), Salinidade 5 (S5), Salinidade 20 (S20) e Salinidade 30 (S30). As águas com estas salinidades foram obtidas utilizando sal marinho artificial refinado sem iodo e água deionizada. (Salinidade 0 = 0 g/L; Salinidade 5 = 5 g/L; Salinidade 20 = 20 g/L; Salinidade 30 = 30 g/L).

O experimento consistiu num total de cinco larvas megalopa para cada tratamento de salinidade (=40 larvas). Devido ao número reduzido de megalopas obtidas em laboratório, somente duas réplicas para cada tratamento foram realizadas (Fig. 8).

As megalopas de todos os tratamentos foram alimentadas diariamente com náuplios de artêmia na concentração de 10 ind.ml⁻¹. A renovação de 100% da água de cultivo e a contagem do número de megalopas vivas, também, foram feitas diariamente. Os recipientes de criação foram mantidos em uma incubadora para BOD, com temperatura constante de 25°C e fotoperíodo de 12:12 / claro:escuro.

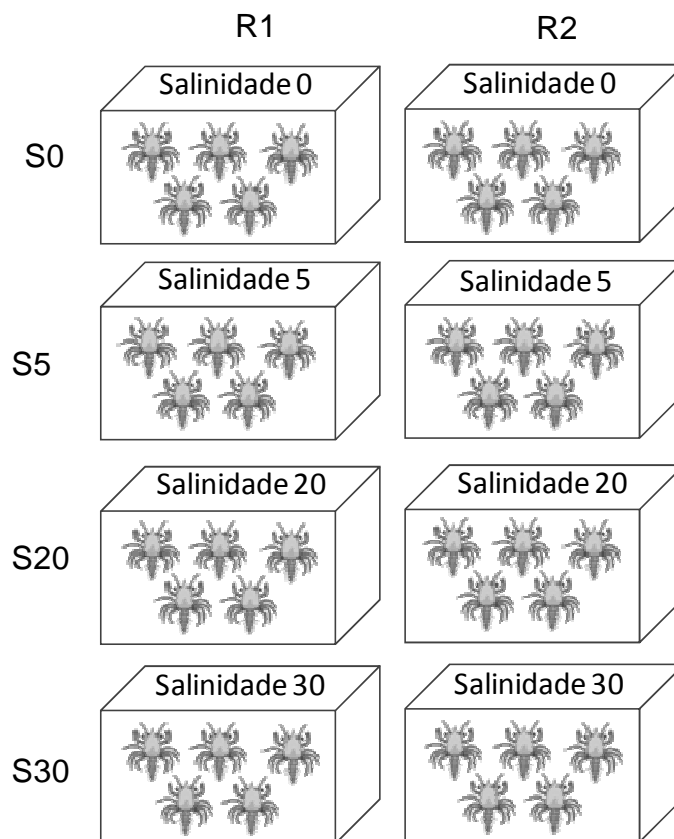


Figura 8. *Uca (M.) mordax*. Representação esquemática do experimento com larvas megalopa. Cada tratamento foi iniciada com cinco larvas megalopa. Houve quatro tratamentos de salinidade (S0, S5, S20 e S30) com duas réplicas (R1 e R2) em megalopas provenientes de uma única fêmea ovígera.

3. ANÁLISES ESTATÍSTICAS

O efeito do teor da salinidade na sobrevivência das larvas zoea até o estágio de megalopa, foi analisada por meio do teste de Log-Rank, o qual analisa a taxa de sobrevivência entre duas amostras, cujas observações foram efetuadas em períodos e intervalos idênticos (Carvalho, 2010).

Para verificar se houve variação fenotípica entre as larvas zoeas provenientes das quatro fêmeas ovígeras e as salinidades testadas, também foi utilizado o teste de Log-Rank.

Para avaliar os riscos de morte de acordo com o tempo, para as larvas provenientes das quatro fêmeas ovígeras nos diferentes tratamentos de salinidade, foi utilizado o teste não-paramétrico de Kaplan-Meier (Carvalho, 2010).

Para verificar se a temperatura interfere na taxa final de sobrevivência das larvas megalopas, foi utilizado o teste não-paramétrico de Kruskal-Wallis, pois a distribuição dos dados não seguiu um padrão de normalidade ($p > 0,05$). Para testar a normalidade, foi utilizado o teste de Kolmogorov-Smirnov.

Os dados referentes a duração do desenvolvimento larval foram analisados, inicialmente, verificando-se a distribuição normal com o teste de Kolmogorov-Smirnov. Os dados não apresentaram distribuição normal ($p > 0,05$). Portanto, o teste não-paramétrico de Kruskal-Wallis foi adotado para as análises de variável duração.

Para avaliar o efeito do teor da salinidade na sobrevivência das larvas megalopa, foi utilizado o teste do Qui-quadrado.

Para verificar se houve uma relação entre a duração do desenvolvimento larval com a temperatura da água dos cultivos, foi utilizada a correlação de Spearman ($p < 0,05$) (Zar, 1996).

Todas as análises foram realizadas utilizando o software BioEstat 5.0 e diferenças foram consideradas significativas quando $p > 0,05$.

4. RESULTADOS

4.1. Fêmeas ovígeras e eclosão das larvas

A fêmea coletada em setembro/12 (F1, coletada em 16/09/12) demorou três dias para a liberação das suas larvas, enquanto aquelas capturadas em novembro/12 (F2, F3 e F4, coletadas em 30/11/12), levaram de três a sete dias após a coleta para eclodirem suas larvas. Já a quinta fêmea ovígera (F5), também capturada em novembro/12, a qual foi utilizada no experimento 2.3 relativo às megalopas, levou oito dias após a coleta para eclodir as suas larvas.

As referidas fêmeas apresentaram largura (LC) e comprimento (CC) médio de carapaça de $16,50 \pm 0,44$ mm (F1 16,17 mm; F2 16,72 mm; F3 16,11 mm, F4 16,34 mm e F5 16,16 mm) e $12,28 \pm 0,20$ mm (F1 12,36 mm; F2 12,51 mm; F3 12,00 mm, F4 12,42 mm e F5 12,15 mm), respectivamente.

4.2. Efeito do teor de salinidade na sobrevivência e na metamorfose das larvas zoea

O teor de salinidade influenciou significativamente ($p < 0,05$) a sobrevivência das larvas zoea provenientes das quatro fêmeas ovígeras de *Uca (M.) mordax* (Tab. 1).

As larvas zoea completaram o desenvolvimento até a fase de megalopa somente em S15, S20 e S30; nos demais tratamentos (S0 e S5), elas morreram como zoea em estágios variados (Fig. 9). Larvas provenientes de todas as fêmeas mudaram em máximas porcentagens até megalopa em S20 (F1 80%, F2 65%, F3 90% e F4 80%) e S15 (F1 30%, F2 45%, F3 25% e F4 80%) e, em mínima, em S30 (F1 10%, F2 40%, F3 25% e F4 20%) (Fig. 9).

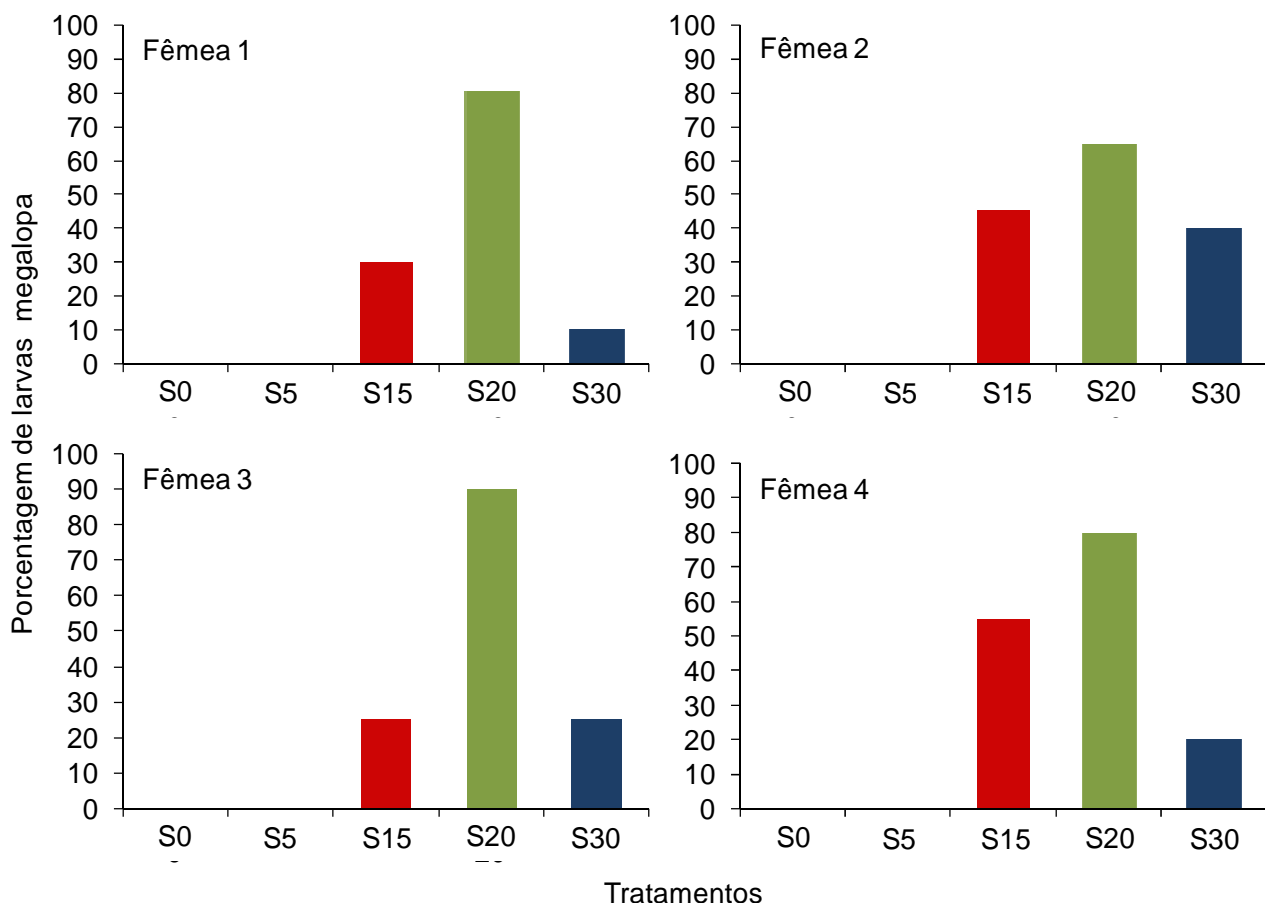


Figura 9. *Uca (M.) mordax*. Porcentagem de sobrevivência das larvas zoea provenientes das quatro fêmeas ovígeras até a fase de megalopa nos cinco tratamentos de salinidade. Os valores com mesmas letras, não denotam diferenças significativas entre si ($p > 0,05$).

Os tratamentos S0 e S5 foram letais para as larvas zoea (Fig. 9), onde elas puderam viver apenas alguns dias nestas águas de ausência de salinidade ou de teor muito baixo. Em S0, as larvas sobreviveram de três a quatro dias (Fig. 12), sem sofrerem qualquer muda. Já em S5, elas sobreviveram de sete a 14 dias (Fig. 12) e sofreram mudas até zoea III.

Nos demais tratamentos (S15, S20 e S30), as porcentagens de sobrevivência das larvas variaram conforme a fêmea que deu origem às mesmas: aquelas de F1 foram estatisticamente diferentes ($p < 0,05$); para as larvas da F2, não houve diferença estatística significativa entre os três tratamentos ($p > 0,05$); para as de F3, somente os S15 e S30 não foram diferentes entre si ($p > 0,05$) e, para as de F4, somente os S15 e S20 não apresentaram diferenças significativas ($p > 0,05$) (Tab. 1). Entretanto, houve um padrão de tolerância aos teores de salinidade para todas as larvas, apontando a salinidade 20 como a mais favorável para a sobrevivência das mesmas, seguida de salinidades 15 e de 30.

De modo geral, a variação fenotípica dentre as larvas provenientes das quatro fêmeas ovígeras foi discreta. O teste de Log-Rank demonstrou que as larvas apresentaram uma porcentagem de sobrevivência muito semelhante entre si, não ocorrendo interações significativas entre as larvas das quatro fêmeas e as salinidades testadas ($p > 0,05$), com exceção daquelas de F1 e F2, que apresentaram diferenças significativas ($p < 0,05$) em S0 e S30, daquelas de F2 e F4, com diferenças entre si em S5, e daquelas de F3 e F4, com diferenças significativas em S5 e S15 (Tab. 2). Estas diferenças podem indicar que, além da salinidade, o fenótipo individual de cada uma das fêmeas também teria contribuído na sobrevivência das larvas zoeas. Mesmo não ocorrendo diferenças significativas na sobrevivência das larvas das quatro fêmeas ovígeras testadas, pode-se observar que as F2 (30 megalopas obtidas a partir de 100 zoeas recém-eclodidas) e F4 (31 megalopas obtidas a partir de 100 zoeas recém-eclodidas) contribuíram com maior sobrevivência de suas larvas, quando comparadas com as F1 (25 megalopas obtidas a partir de 100 zoeas recém-eclodidas) e F3 (28 megalopas obtidas a partir de 100 zoeas recém-eclodidas).

De uma maneira geral, a sobrevivência das larvas foi diferente significativamente quando comparados os cinco tratamentos de salinidade

(Tab. 1), enquanto a comparação dentre as proles das quatro fêmeas não mostrou diferença na maioria dos casos (Tab. 2).

Tabela 1. *Uca (M.) mordax*. Resultado do teste de Log-Rank, aplicado para detectar diferenças na sobrevivência de larvas (%) entre os cinco tratamentos. F1=fêmea 1, F2= fêmea 2, F3=fêmea 3 e F4= fêmea 4.

Tratamento	F1		F2		F3		F4	
	x ²	p	x ²	p	x ²	p	x ²	p
S0 x S5	67,6515	< 0,0001	44,0102	< 0,0001	60,5817	< 0,0001	91,0804	< 0,0001
S0 x S15	229,0500	< 0,0001	252,1884	< 0,0001	221,2608	< 0,0001	354,0802	< 0,0001
S0 x S20	383,8425	< 0,0001	275,9879	< 0,0001	293,9800	< 0,0001	432,9874	< 0,0001
S0 x S30	75,4485	< 0,0001	267,8812	< 0,0001	210,9351	< 0,0001	250,5194	< 0,0001
S5 x S15	247,4077	< 0,0001	262,1117	< 0,0001	192,4891	< 0,0001	320,5912	< 0,0001
S5 x S20	505,4170	< 0,0001	293,6587	< 0,0001	282,1998	< 0,0001	419,3531	< 0,0001
S5 x S30	16,2922	< 0,0001	288,5908	< 0,0001	168,7096	< 0,0001	170,3290	< 0,0001
S15 x S20	17,9622	< 0,0001	1,4626	0,2265*	39,5896	< 0,0001	6,0045	0,0143*
S15 x S30	23,1261	< 0,0001	0,4575	0,4988*	0,8182	0,3657*	34,5360	< 0,0001
S20 x S30	68,7156	< 0,0001	4,1381	0,0419*	49,7967	< 0,0001	71,0929	< 0,0001

* = não significativo estatisticamente

Tabela 2. *Uca (M.) mordax*. Comparação da sobrevivência das larvas provenientes das quatro fêmeas ovígeras (F1, F2, F3 e F4) nos cinco tratamentos de salinidade (S0, S5, S15, S20 e S30), através da análise de Log-Rank.

Tratamento	F1 x F2		F1 x F3		F1 x F4		F2 x F3		F2 x F4		F3 x F4	
	x ²	P	x ²	p	x ²	p	x ²	p	x ²	p	x ²	p
S0	1,5281	0,2164*	1,5281	0,2164*	9,3498	0,0022*	0,0521	0,8195*	0,4743	0,4910*	0,4743	0,4910*
S5	40,020	< 0,0001	7,5713	0,0059*	3,6811	0,0550*	10,3863	0,0013*	49,7980	< 0,0001	16,4226	< 0,0001
S15	43,7591	< 0,0001	42,7905	< 0,0001	33,9728	< 0,0001	0,0251	0,8741*	1,3376	0,2475*	2,6036	0,1066*
S20	148,820	< 0,0001	151,4694	< 0,0001	65,7579	< 0,0001	0,1131	0,7366*	14,6691	< 0,0001	16,2166	< 0,0001
S30	5,8285	0,0158*	3,9489	0,0469	3,6589	0,0558*	1,4252	0,2325*	1,6959	0,1928*	0,0443	0,8333*

* = não significativo estatisticamente

As temperaturas (21 e 25°C) não influenciaram significativamente a taxa final de sobrevivência (Kruskall-Wallis; F1 x F2, $H = 0,4286$, g.l = 1, $p > 0,05$; F1 x F3, $H = 0,0490$, g.l = 1, $p > 0,05$; F1 x F4, $H = 0,1961$, g.l = 1, $p > 0,05$), medida a partir do número de megalopas obtidas em cada tratamento de salinidade (15, 20 e 30) (Fig. 10).

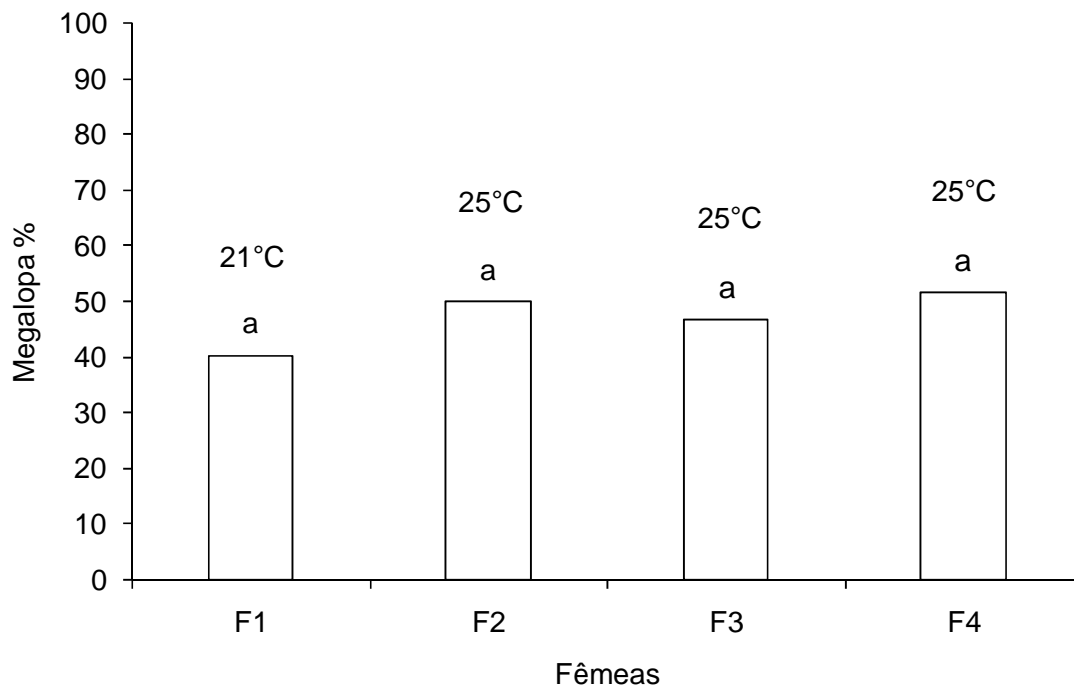


Figura 10. Taxa de sobrevivência até o estágio de megalopa das larvas de *U. (M.) mordax* cultivadas nas temperaturas de 21 e 25°C. Letras iguais identificam tratamentos que não apresentaram diferenças significativas.

4.3. Riscos de morte das larvas zoea e megalopa nos tratamentos

A partir das porcentagens de sobrevivência das larvas recém-eclodidas de *Uca (M.) mordax*, foi possível calcular os riscos de morte nos cinco tratamentos. Houve uma relação inversa entre os teores de salinidade do tratamento e as porcentagens de risco até o tratamento S20 e, após, uma elevação do referido risco em S30. Em S0, o maior risco de morte já se iniciou no 1º dia de experimento (com 90% em larvas de F1), ou do 1º ao 2º dia (com 10-100%, em larvas de F2, F3 e F4). Os riscos sofreram decréscimo gradualmente e em dias mais tardios na medida do aumento da salinidade até o tratamento S20 (Fig. 11). Entretanto, houve uma discrepância nas datas de

ocorrência de maior risco de morte nas larvas de F1 (do 32º ao 34º dia) e das larvas das demais fêmeas (do 6º ao 23º dia). Em S30, houve ampla variação na data de maior risco (de 5º ao 21º dia) e nos valores do dito risco (de 6,67% a 75,00%) (Apêndice 1).

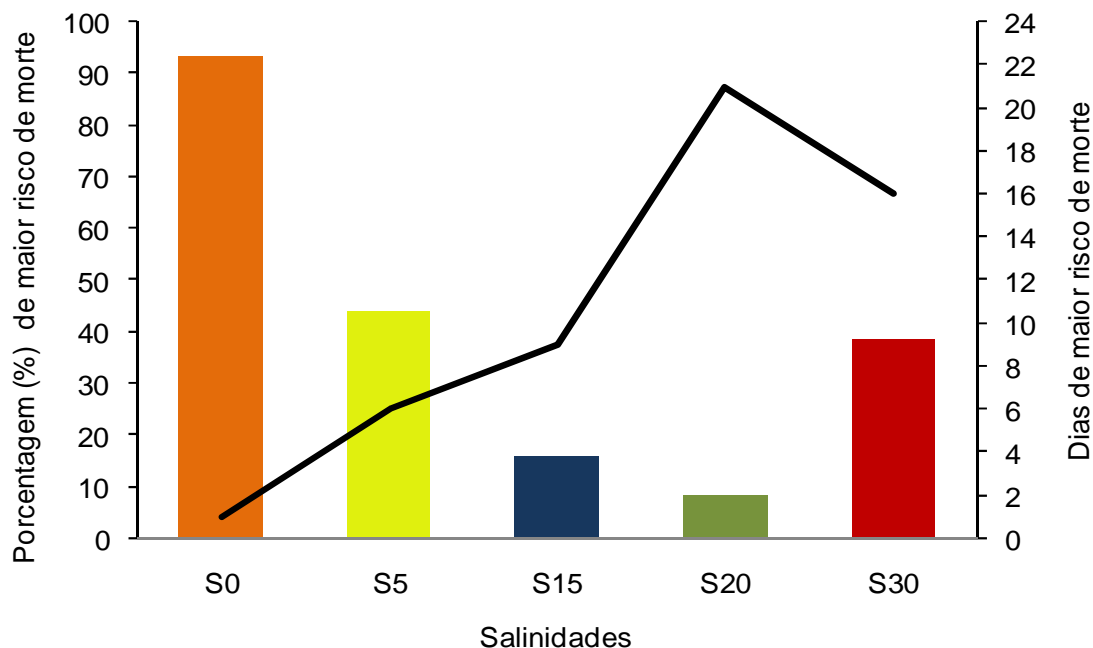


Figura 11. *Uca (M.) mordax*. Dados e porcentagens máximas de riscos de morte para as larvas provenientes das quatro fêmeas ovígeras (F1, F2, F3 e F4), nos cinco tratamentos de salinidade (S0, S5, S15, S20 e S30). As barras indicam a porcentagem de maior risco de morte, enquanto que a linha em preto, indica os dias de maior risco de morte.

4.4. Sobrevivência das larvas zoea e megalopa e duração do desenvolvimento larval

Nos tratamentos S0 e S5, foi registrada mortalidade total das larvas antes que estas atingissem a fase de megalopa. Em S0, a maioria das larvas eclodidas sobreviveu por dois dias em 25°C, mas somente um dia em 21°C; apenas raras larvas viveram até o 4º dia (Fig. 12). Em S5, as larvas viveram até 13 dias (21°C) ou 14 dias (25°C) em estágios variados de zoea (Fig. 12).

À medida que as salinidades foram elevadas (S15 e S20), houve um aumento na sobrevivência, tendo atingido o valor máximo em S20 em todas as larvas das quatro fêmeas. Entretanto, em S30, houve um decréscimo na sobrevivência (Fig. 12). Somente em S20, não houve diferença significativa de

larvas sobreviventes quando comparadas as proles das quatro fêmeas ovígeras. Esta diferença foi especialmente visível em S5, onde F1 diferiu de F2, F2 de F4 e F3 de F4. Também, F3 foi diferente de F4 em S15 e F1 de F2 em S30 (Tab.2).

Houve diferença significativa (Kruskall-Wallis; $H= 3,8571$; g.l. = 1; $p < 0,05$) na duração das larvas para atingirem a fase de megalopa entre aquelas cultivadas em 21°C (F1- experimento piloto) e em 25°C (larvas das fêmeas F2, F3 e F4). Enquanto em 21°C, este tempo variou de $32,82 \pm 2,57$ dias (em S20) a $35,33 \pm 3,01$ dias (em S15), em 25 °C, ele variou de $20,94 \pm 1,98$ dias (S20) a $28,00 \pm 5,04$ dias (S15) (Fig. 13 e Apêndice 2).

A metamorfose de zoea para megalopa, também, sofreu influência da temperatura e da salinidade. Em 21°C, a muda para megalopa ocorreu somente no 31º dia (em S20) e as últimas aconteceram no 40º dia (em S15). Em contraste, em 25°C, as primeiras mudas para megalopa ocorreram no 18º dia (F4, S20) e as últimas no 35º dia (F4, S20) (Fig. 12 e Apêndice 2).

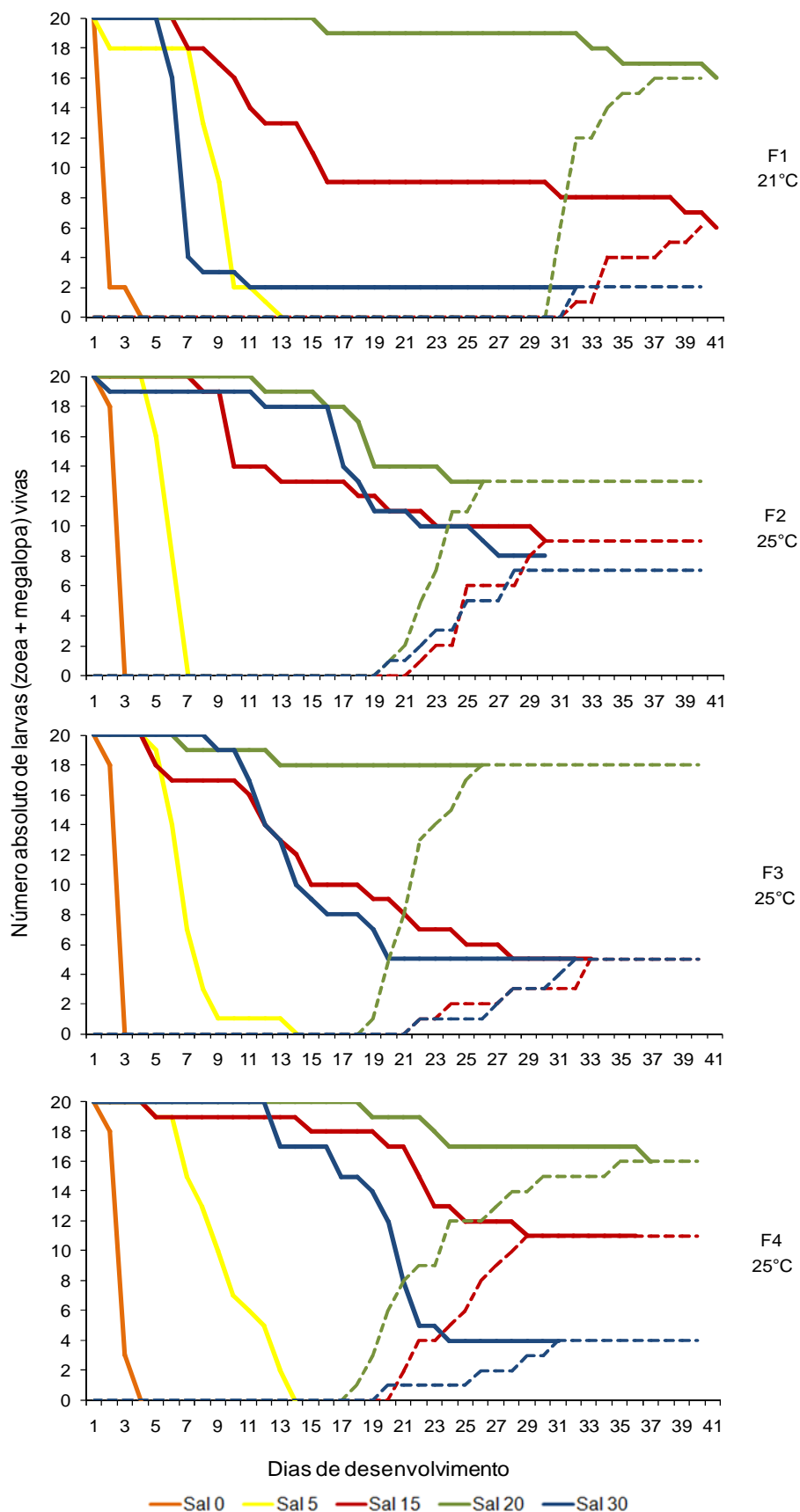


Figura 12. *Uca (M.) mordax*. Curvas de sobrevivência das larvas (zoea e megalopa juntas) (traço contínuo) nos cinco tratamentos (S0, S5, S15, S20 e S30) e nas duas temperaturas (21°C e 25°C) no decorrer dos experimentos. As linhas tracejadas indicam o dia e o número de zoeas que mudaram para megalopa. O número inicial de

larvas zoea em todos os tratamentos foi 20. F1= fêmea 1 (experimento piloto), F2=fêmea 2, F3=fêmea 3 e F4=fêmea 4.

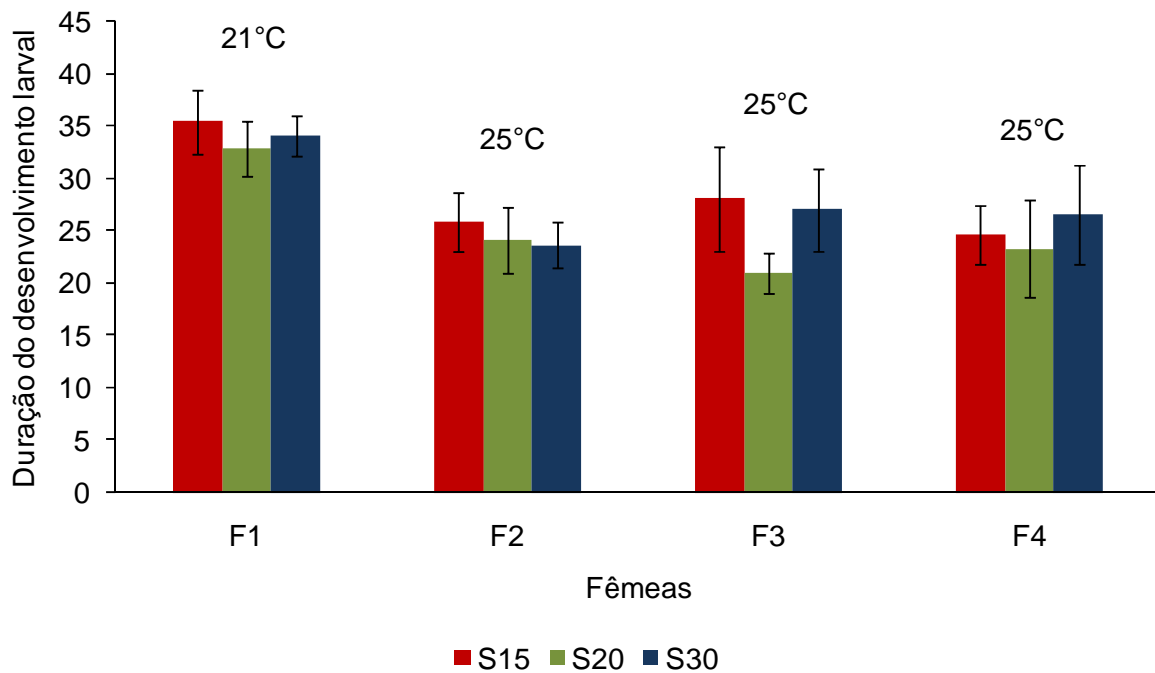


Figura 13. *Uca (M.) mordax*. Média (barra vertical) e desvio padrão (linha vertical) da duração do desenvolvimento até megalopa para as larvas das quatro fêmeas testadas (F1, F2, F3 e F4), em diferentes salinidades (S15, S20 e S30) e temperaturas (21°C e 25°C).

Nas fêmeas F2 e F4, as salinidades de 15, 20 e 30 não teve efeito estatisticamente significativo na duração do desenvolvimento larval desde zoea I até a fase de megalopa ($p > 0,05$), as quais apresentaram uma duração média com valores muito próximos de $24,52 \pm 2,69$ e $24,79 \pm 4,1$ dias de desenvolvimento, respectivamente (Apêndice 2). Já nas fêmeas F1 e F3, a duração do desenvolvimento completo foi significativamente ($p < 0,05$) afetada pela salinidade, tendo S20 mostrado o melhor desempenho do que outros tratamentos, ou seja, as larvas levaram menos tempo para alcançar a fase de megalopa, com duração média de $32,82 \pm 2,57$ para F1 e de $20,94 \pm 1,98$ para a F3. Por outro lado, em S15 e S30 que não apresentaram diferenças estatísticas significativas entre si ($p > 0,05$), houve mais tempo no desenvolvimento larval (Apêndice 2).

As primeiras larvas zoeas de todas as fêmeas testadas (F1, F2, F3 e F4) que se metamorfosearam para o estágio de megalopa surgiram na salinidade 20 (Fig. 12).

4.5. Tolerância das megalopas a diferentes salinidades

A salinidade não influenciou significativamente a sobrevivência das megalopas entre os quatro diferentes tratamentos ($p > 0,05$), com exceção de S0 ($p < 0,05$), onde todas as megalopas morreram depois de $6,5 \pm 3,53$ dias de experimento (Fig. 14). Em S30, todas as megalopas ($n=10$) permaneceram vivas até o término do experimento, enquanto em S5 e S20, apenas $3,5 \pm 0,70$ e $4,0 \pm 0$ megalopas mantiveram-se vivas até o fim do experimento, respectivamente (Fig. 14).

A metamorfose da fase de megalopa para o estágio juvenil ocorreu somente em S5 e S20, enquanto em S30, todas as megalopas permaneceram como tal até o término do experimento.

Na Fig. 14A, pode-se observar que a primeira larva megalopa que se metamorfoseou para o primeiro estágio juvenil foi em S5, em um período de 11 dias, enquanto a segunda, no 18° dia. Em S20, somente uma megalopa sofreu metamorfose no 15° dia de experimento. Na Fig. 14B, o primeiro registro de metamorfose para juvenil também ocorreu em S5, em um período de cinco dias, e as demais metamorfoses ocorreram no sexto, 14°, 17° e 18° dia de experimento. Em S20, dois eventos de metamorfose foram registrados, um no 17° e outro no 18° dia.

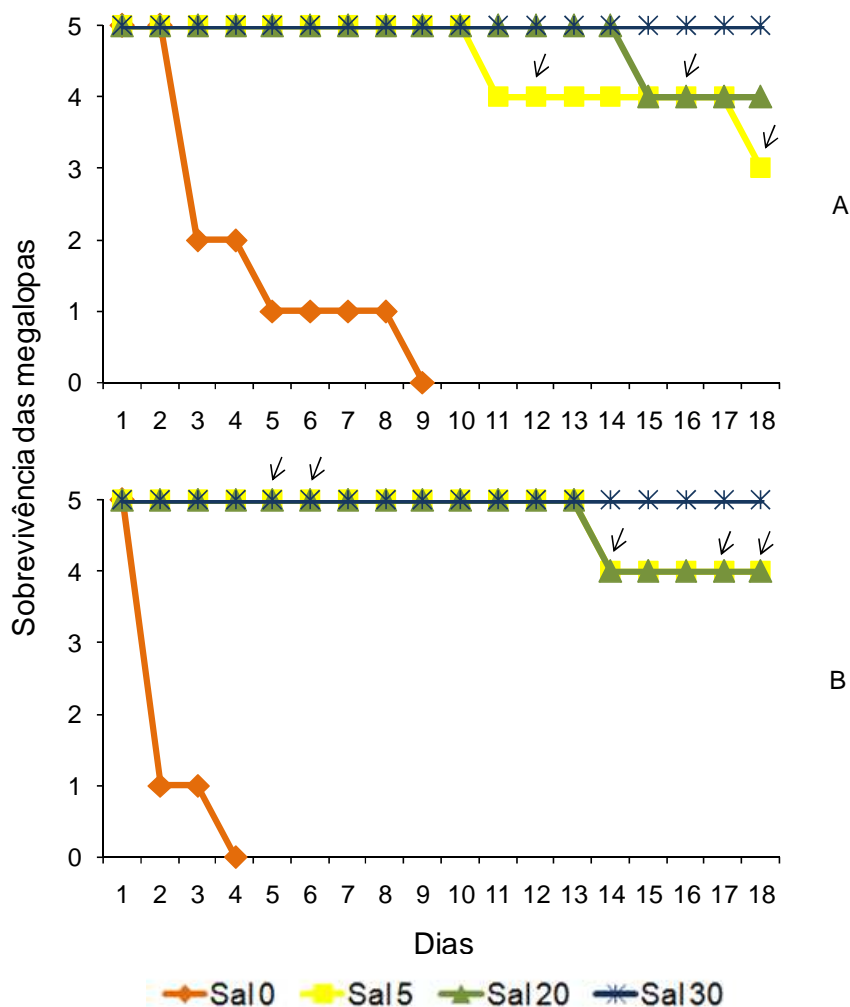


Figura 14. *Uca (M.) mordax*. Sobrevivência das megalopas e juvenis (somados) em diferentes tratamentos (S0, S5, S20 e S30). A= réplica 1 e B= réplica 2. As setas indicam a metamorfose das megalopas para o primeiro estágio juvenil de caranguejo.

5. DISCUSSÃO

5.1. Efeito do teor de salinidade na sobrevivência e na metamorfose das larvas zoea

A salinidade tem sido considerada um parâmetro abiótico dos mais importantes para a sobrevivência das larvas de muitos decápodos estuarinos, pois ela sofre amplas oscilações nestes ambientes (Anger, 2001; 2003). No presente estudo, a salinidade mostrou ser um fator limitante na sobrevivência e na metamorfose larval de *U. (M.) mordax*. Os resultados dos testes de salinidade apontam a salinidade 20 (F1 80%, F2 65%, F3 90% e F4 80%) como aquela mais favorável às demandas fisiológicas das larvas, seguido por 15 (F1 30%,

F2 45%, F3 25% e F4 55%) e 30 (F1 10%, F2 40%, F3 25% e F4 20%) e, portanto, pode-se inferir que a espécie não teria necessidade de exportar as larvas para ambientes de mar aberto, para a procura de águas com salinidades superiores a 30.

A salinidade mais favorável (= 20) para o desenvolvimento larval de *U. (M.) mordax* obtido no presente estudo, foi diferente daquele encontrado para outras espécies de chama-maré como *Uca (Minuca) pugnax* (Smith, 1870) (salinidade ótima = 30) (Epifanio *et al.*, 1988) e *Uca (Uca) tangeri* (Eydoux, 1835) (salinidade = 32) (Spivak & Cuesta, 2009), mas, relativamente próxima de *Uca (M.) vocator* (salinidades = 15-20) (Smith *et al.*, 2012) e *Uca (M.) minax* (salinidades = 20-30) (Epifanio *et al.*, 1988) (Tab. 3).

Esta diversidade da melhor salinidade na qual o desenvolvimento larval de *Uca* pode ocorrer é, também, compartilhada por outras espécies de Brachyura. De uma forma geral, as larvas das espécies semiterrestres se desenvolvem melhor em salinidades intermediárias (20 a 30) e as espécies tipicamente marinhas, em salinidades altas (35). Entretanto, há espécies estuarinas cujas larvas podem se desenvolver em uma ampla faixa de salinidade (15 a 30) como *Eriocheir sinensis* (Anger, 1991), e aquelas semiterrestres como *Parasesarma catenata* (Paula *et al.*, 2003), cujas larvas necessitam de salinidade 35 (Tab. 3).

Tabela 3. Ótimos de salinidade para o desenvolvimento larval de Brachyura de ambientes estuarinos e marinhos.

Espécies de <i>Uca</i>	Salinidade ótima	Localidade (país)	Referência
<i>Uca (M.) vocator</i>	15-30	Manguezal do Rio Caeté, Pará (Brasil)	Simith <i>et al.</i> , 2012
<i>Uca (M.) mordax</i>	20	Baía de Guaratuba (Brasil)	Presente estudo
<i>Uca (M.) minax</i>	20-30	Baía de Delaware (USA)	Epifanio <i>et al.</i> , 1988
<i>Uca (M.) pugnax</i>	30	Baía de Delaware (USA)	Epifanio <i>et al.</i> , 1988
<i>Uca (U.) tangeri</i>	32	Baía de Cádiz, Rio San Pedro (Espanha)	Spivak & Cuesta, 2009
Outras espécies de Brachyura	Salinidade ótima	Localidade (país)	Referência
<i>Armases miersii</i>	15-25	Baía de Discovery (Jamaica)	Anger, 1996
<i>Eriocheir sinensis</i>	15-30	Próximo ao estuário do Elbe, entre as ilhas de Neuwerk e Scharhorn (Alemanha)	Anger, 1991
<i>Helice leachi</i>	20	Rio Taiho, Okinawa (Japão)	Mia & Shokita, 2002
<i>Cardisoma guanhumii</i>	20-25	Manguezal do Rio Ceará, Ceará (Brasil)	Abrunhosa <i>et al.</i> , 2000
<i>Sesarma angustipes</i>	20-30	Ilha do Mel, Paraná (Brasil)	Anger <i>et al.</i> , 1990
<i>Aratus pisonii</i>	25	Parque Nacional Morrocoy e Lagoa Tacarigua (Venezuela)	Díaz e Bevilacqua, 1986
<i>Cardisoma armatum</i>	25	Loja de aquário, Munique (Alemanha)	Cuesta & Anger, 2005
<i>Eurytium limosum</i>	25	Manguezal em Pontal do Sul, Paraná (Brasil)	Messerknecht <i>et al.</i> , 1991
<i>Sesarma brockii</i>	25	Manguezal Pitchavaram (Índia)	Kannupandi <i>et al.</i> , 2000
<i>Ucides cordatus</i>	25	São Mateus, Espírito Santo (Brasil)	Silva, 2002
<i>Armases rubripes</i>	30	Punta Carretas, Montevideo (Uruguai)	Luppi <i>et al.</i> , 2003
<i>Ucides cordatus</i>	30	Manguezal do Rio Caeté, Pará (Brasil)	Simith & Diele, 2008
<i>Carcinus maenas</i>	30-35	Port. St. Mary (Isle of Man) (Reino Unido)	Nagaraj, 1993
<i>Portunus sanguinolentus</i>	30-35	Parangipettai (Índia)	Samuel & Soundarapandian, 2010
<i>Mithrax caribbaeus</i>	32-35	Praia do El Morro (Venezuela)	Lárez <i>et al.</i> , 2000
<i>Lithodes antarticus</i>	35	Baía de Ushuaia (Argentina)	Vinuesa <i>et al.</i> , 1985
<i>Parasesarma catenata</i>	35	Estuário de Transkei, Mgazana (África)	Paula <i>et al.</i> , 2003

O fato das larvas de *U. (M.) mordax* apresentarem uma maior taxa de sobrevivência em salinidade (20) inferior àquelas da maioria das espécies citadas acima (Tab. 3), pode indicar um menor grau de adaptação às águas mais salinas que outras espécies de caranguejos.

A mortalidade total das larvas zoea nos tratamentos com salinidades 0 e 5 dentro de poucos dias corrobora os resultados obtidos para *Cardisoma armatum* Herklots, 1851 por Cuesta & Anger (2005), *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) por Simith & Diele (2008) e em *Uca (M.) vocator* (Herbst, 1804) por Simith *et al.*, (2012).

No presente estudo, as larvas zoea I sobreviveram de três a quatro dias na salinidade 0 (sem sofrer mudas) e de sete a 14 dias (até zoea III) na de 5, indicando uma tolerância considerável a baixas salinidades. Os poucos dias de sobrevivência das larvas zoea I em salinidades de águas continentais devem ser suficientes para que as mesmas sejam arrastadas pelo fluxo do rio para áreas com salinidades intermediárias, onde completariam a metamorfose.

Alguns autores também encontraram resultados mostrando a sobrevivência de larvas zoea em água doce. Anger *et al.*, (1990) verificaram que as larvas de *Sesarma angustipes* sobrevivem por dois dias em salinidade 0 e por 3,5 dias em salinidade 3. Cuesta & Anger (2005) mostraram que nas salinidades 0 e 5, as larvas de *Cardisoma armatum* sobreviveram por 24 horas e de quatro a cinco dias, respectivamente. Brodie *et al.*, (2007) verificaram que as larvas de *Uca (Minuca) minax* (LeConte, 1855) quando cultivadas nas salinidades 0 e 5 sobrevivem de 2 a 5 dias e 12 dias, respectivamente. Diele & Simith (2006) constataram que as larvas de *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) podem sobreviver por até seis dias em salinidade 0. Simith *et al.*, (2012) verificaram que as larvas de *Uca (M.) vocator* sobreviveram por 2,3 dias na salinidade 0 e por 5,1 dias na salinidade 5. O fato das larvas de algumas espécies serem mais resistentes a salinidade 0 do que outras, como verificado acima, pode estar relacionado com a salinidade do habitat do indivíduo adulto. No trabalho realizado por Brodie *et al.*, (2007), foi verificado que as larvas de *Uca (M.) minax* provenientes de fêmeas ovígeras de uma população que ocorre em água doce (4-5 dias) sobreviveram por mais tempo em salinidade 0, do que as larvas geradas por fêmeas ovígeras de uma população que ocorre em água salobra (2-3 dias). Os autores sugerem que a diferença na taxa de

sobrevivência entre as duas populações, pode estar relacionada com a salinidade prevalecente durante o período embrionário.

O fato das larvas zoeas sobreviverem alguns dias em água doce, pode ser vantajoso para *U. (M.) mordax* que ocorre em ambientes extremamente oligohalinos, bem como para as espécies citadas acima, pois o maior tempo de sobrevivência em baixas salinidades confere às larvas tempo suficiente para serem transportadas por correntes do rio até o meio do estuário com águas mais salinas, permitindo, desta forma, que a sua ontogênese ocorra com sucesso. De acordo com Simith *et al.*, (2012), essa característica fisiológica das larvas parece ser uma adaptação evolutiva das espécies que se reproduzem em ambientes estuarinos, os quais apresentam condições instáveis de salinidade.

Paradoxalmente, os estágios larvais iniciais são os mais sensíveis às baixas salinidades. As altas taxas de mortalidade em salinidades reduzidas ocorrem em decorrência do desequilíbrio no sistema osmorregulatório, pois a capacidade osmorregulatória se desenvolve somente nos estágios mais avançados do desenvolvimento larval (Foskett, 1977; Charmantier *et al.*, 1988, 2002).

Além das baixas salinidades (0 e 5), valores extremos de salinidade (30) também influenciaram negativamente na sobrevivência das larvas de *U. (M.) mordax*. Esses resultados corroboram os trabalhos de Kannupandi *et al.*, (2000) com larvas de *Sesarma brockii* De Man, 1887, Cuesta & Anger (2005), com larvas de *Cardisoma armatum* Herklots (1851) e por Samuel & Soundarapandian (2010) com larvas de *Portunus sanguinolentus* (Herbst, 1783), onde verificaram que salinidades elevadas (salinidades = 30 e 35, 45 e 40, respectivamente) também foram responsáveis por uma alta taxa de mortalidade. A alta taxa de mortalidade em salinidades elevadas se deve ao estresse osmótico, ou seja, a ruptura das células de baixa salinidade, devido à hiperosmose e ao encolhimento das células do tecido, ocasionado pelas altas salinidades (Perumal & Subramanian, 1985; Kannupandi *et al.*, 2000).

Os resultados obtidos no presente estudo demonstram que tanto as salinidades muito baixas (0 e 5) quanto as mais altas (30), são prejudiciais à sobrevivência das larvas de *U. (M.) mordax*. As larvas de *U. (M.) mordax* necessitam de uma faixa relativamente estreita de salinidade (15-30) ideal para

o seu completo desenvolvimento larval, ao contrário das larvas do chama-maré *Uca (Minuca) subcylindrica* (Stimpson, 1859), que sobrevivem e se desenvolveram em uma ampla gama de salinidades (0,08 - 50) (Rabalais & Cameron, 1985). De acordo com estes autores, esse amplo intervalo de tolerância a diferentes salinidades é vantajoso para a espécie que ocorre em habitats do semi-árido, os quais são extremamente salinos. De acordo com a literatura, este amplo intervalo de tolerância a diferentes salinidades também é encontrado nas larvas de espécies de caranguejos eurihalinos (Costlow *et al.*, 1966; Foskett, 1977; Young, 1979).

As larvas de *U. (M.) mordax* somente atingiram o estágio de megalopa a partir da salinidade 15, assim como em *Ucides cordatus* (Simith & Diele, 2008), *Cardisoma armatum* (Cuesta & Anger, 2005), *Eriocheir sinensis* (Anger, 1991) e *Sesarma brockii* (Kannupandi *et al.*, 2000). Já nas espécies de *Uca*, como em *Uca (M.) vocator* (Simith *et al.*, 2012) e *Uca (M.) minax* (Epifanio *et al.*, 1988), as larvas são capazes de atingir o estágio de megalopa a partir da salinidade 10. Talvez esse mesmo padrão fosse observado em *U. (M.) mordax*, se as larvas também fossem cultivadas em salinidade 10. Em *Uca (U.) tangeri* (Spivak & Cuesta, 2009) e *Uca (M.) pugnax* (Epifanio *et al.*, 1988), as larvas somente atingem o estágio de megalopa em salinidades maiores do que 15 (salinidades = 24 e 20, respectivamente). Essas variações entre as espécies do gênero *Uca* podem estar relacionadas à salinidade do habitat dos caranguejos adultos. No desenvolvimento larval do caranguejo *Aratus pisonii* (H. Milne Edwards, 1986), foi observado que as larvas de caranguejos de ambientes estuarinos são capazes de atingir estágios mais avançados de zoea (zoea IV) do que as larvas dos indivíduos adultos que ocorrem em regiões marinhas (zoea III), quando cultivadas em salinidade 15 (Díaz & Bevilacqua, 1986). De acordo com Díaz & Bevilacqua (1986), esses resultados sugerem que as larvas de *A. pisonii* de regiões estuarinas, apresentam um maior intervalo de tolerância à salinidade.

Mesmo não ocorrendo diferenças estatísticas significativas na taxa de sobrevivência entre as larvas das quatro fêmeas testadas, as fêmeas F2 e F4 apresentaram uma maior taxa de sobrevivência de suas larvas. O mesmo padrão foi encontrado para as larvas de *Armases rubripes* (Luppi *et al.*, 2003) e *Uca (U.) tangeri* (Spivak & Cuesta, 2009), onde houve variabilidade na taxa de

sobrevivência entre as larvas das diferentes fêmeas testadas. De acordo com Lee (1999), a variabilidade ao nível de embrião pode ser um reservatório de diversidade genética, para responder as variações de salinidade a curto ou em longo prazo.

Ao contrário da salinidade, a temperatura não interferiu na taxa final de sobrevivência ($p > 0,05$), não havendo diferenças estatísticas entre as larvas cultivadas a 21 e 25°C (Fig. 10). O mesmo foi observado por Stevens *et al.*, (2008) em *Paralithodes platypus* (Brandt, 1850), onde o aumento da temperatura também não levou a um aumento significativo da taxa de sobrevivência das larvas.

5.2. Riscos de morte das larvas zoea e megalopa nos tratamentos

De forma geral, os maiores riscos de morte registrados para as salinidades 0, 5, 15, 20 e 30, foram muito semelhantes (no mesmo período de tempo) em todas as fêmeas. Algumas exceções foram registradas como: nas salinidades 5 e 20 as larvas da fêmea 1, apresentaram riscos de morte com períodos mais prolongado que as larvas das demais fêmeas: isso se deve ao fato das larvas da F1 (experimento piloto) serem cultivadas em temperatura diferente das demais, o que interferiu na duração do desenvolvimento larval, fazendo com que fosse mais prolongado; já na salinidade 30, ocorreu o contrário, o risco de morte foi o mais antecipado dentre as fêmeas. Através do teste de Kaplan-Meier foi possível mais uma vez constatar que a melhor salinidade para o desenvolvimento larval completo de *U. (M.) mordax* foi a salinidade 20, pois foi a que apresentou os menores aumentos no risco de morte durante o experimento (Fig. 11 e Apêndice 1).

5.3. Sobrevivência das larvas zoea e megalopa e duração do desenvolvimento larval

No presente estudo, os níveis de temperatura testados (21 e 25°C) interferiram na duração média do desenvolvimento das larvas até a fase de megalopa. Na figura 13, pode-se observar que a redução de 4°C no cultivo larval da F1, acarretou no prolongamento da duração do desenvolvimento

larval. As larvas de *U. (M.) mordax* submetidas à temperatura de 21°C, completaram a metamorfose para megalopa cerca de 12 dias ($32,82 \pm 2,57$ a $35,33 \pm 3,01$ dias) mais tarde do que as larvas mantidas a 25°C ($20,94 \pm 1,98$ a $28,00 \pm 5,04$ dias) (Fig. 13 e Apêndice 2). De forma semelhante, o aumento da temperatura também provocou uma redução no tempo de duração da fase larval em cultivos experimentais das larvas dos caranguejos *Eriocheir sinensis* (Anger, 1991), *Mithrax caribbaeus* (Lárez *et al.*, 2000), *Parasesarma catenata* (Paula *et al.*, 2003) e *Acanthocyclus hassleri* Rathbun, 1898 (Barria *et al.*, 2005).

Nos trabalhos realizados por Luppi *et al.*, (2003) com larvas de *Armases rubripes* e por Spivak & Cuesta (2009) com larvas de *Uca (U.) tangerii*, foi possível observar que a diminuição da temperatura em 4°C e 5°C, respectivamente, causou uma duplicação na duração do desenvolvimento larval, aumentando a duração de cada período de intermuda.

Segundo Ismael *et al.*, (1997), essa redução na duração do desenvolvimento larval ocorre devido a diminuição do período de intermuda. De acordo com Anger *et al.*, (1990), essa redução do tempo de desenvolvimento, não representa necessariamente uma vantagem competitiva, pois no ambiente natural essa redução pode limitar a dispersão larval. Já para Gonçalves *et al.*, (1995), a redução da duração do desenvolvimento larval é importante para a história de vida das espécies, pois quanto menor o tempo de desenvolvimento, maiores são as chances de atingir a maturidade. Além disso, o risco de predação e estresse físico no ambiente pelágico são reduzidos quando o desenvolvimento larval é abreviado (Morgan, 1995).

A duração do desenvolvimento larval apresentou correlação negativa (-0.6660) significativa ($p < 0,05$) com a temperatura da água, ou seja, o aumento da temperatura é acompanhado pela redução da duração do desenvolvimento larval e vice-versa. Novas réplicas deverão ser testadas a 21°C, para comprovar os resultados obtidos, pois somente uma réplica foi testada a 21°C (experimento piloto).

A análise dos resultados obtidos no presente trabalho permite deduzir que os cultivos das larvas de *U. (M.) mordax* devem ser conduzidos preferencialmente em temperaturas iguais ou superiores a 25°C, dentro de certos limites, pois dependendo da tolerância da espécie, temperaturas

extremamente altas podem ser letais, assim como observado em *Mithrax caribbaeus*, onde a menor taxa de sobrevivência foi observada a 28°C, enquanto as maiores taxas foram registradas nas temperaturas 22 e 25°C (Lárez *et al.*, 2000).

A temperatura de 25°C está próxima a temperatura média onde as fêmeas ovígeras foram capturadas, portanto, nossos resultados corroboram com Johns & Lang (1977), que afirmam que as larvas se desenvolvem melhor na temperatura sazonal média do período reprodutivo.

Assim como a sobrevivência, a duração média do desenvolvimento larval de *U. (M.) mordax* até a fase de megalopa também foi afetada pelas diferentes salinidades. Porém esses resultados não foram tão óbvios, pois a salinidade somente interferiu na duração do desenvolvimento larval das fêmeas F1 e F3, sendo a salinidade 20, a qual as larvas demoraram menos tempo para alcançar a fase de megalopa. Ao contrário das fêmeas F2 e F4, em outras espécies de caranguejos decápodos, a duração do desenvolvimento larval até megalopa é afetada pela salinidade: *Sesarma cinereum* (estudado por Costlow *et al.*, 1960); *Uca (M.) pugnax* (O'Connor & Epifanio, 1985); *Sesarma angustipes* (Anger *et al.*, 1990); *Armases miersii* (Anger, 1996 e Anger *et al.*, 2000); *Sesarma brockii* (Kannupandi *et al.*, 2000); *Armases rubripes* (Luppi *et al.*, 2003); *Uca (U.) tangeri* (Spivak & Cuesta, 2009); *Portunus sanguinolentus* (Samuel & Soundarapandian, 2010). Já no trabalho realizado por Diele & Simith (2006) com *Ucides cordatus*, foi verificado que a salinidade não interferiu na duração do desenvolvimento larval. Essa variação da influência da salinidade na duração do desenvolvimento larval das larvas provenientes das diferentes fêmeas ovígeras testadas, pode estar relacionado com a variabilidade genética intraespecífica.

Nas salinidades 15 e 30, a duração no desenvolvimento larval até a fase megalopa foi mais prolongada do que na salinidade 20. Apesar de não haver diferença estatística significativa na duração do desenvolvimento larval entre as salinidades 15 e 30, a salinidade 15 de uma forma geral, foi a qual apresentou uma duração mais tardia. Provavelmente, o desenvolvimento mais lento esteja relacionado com o aumento da taxa de excreção em baixas salinidades (15) (Johns, 1981; Kannupandi *et al.*, 1997).

A duração do desenvolvimento larval foi muito mais influenciada pela temperatura do que pela salinidade. Os resultados obtidos no presente estudo estão de acordo com Brown *et al.*, (1991) que afirmam que, a sobrevivência das larvas de crustáceos são influenciados primeiramente pela salinidade, enquanto que a temperatura tem geralmente um efeito significativo no desenvolvimento larval. Os efeitos combinados da temperatura e da salinidade realizados no presente estudo refletem mais exatamente as condições ambientais do que experimentos que utilizam apenas um único fator.

5.4. Tolerância das megalopas a diferentes salinidades

De forma geral, a salinidade não influenciou significativamente a sobrevivência das megalopas no presente estudo, com exceção daquelas mantidas em salinidade 0, as quais sobreviveram somente $6,5 \pm 3,53$ dias de experimento. Ao contrário dos estudos realizados por Epifanio *et al.*, (1988) com larvas de *Uca (M.) minax* e *Uca (M.) pugnax* e por Lárez *et al.*, (2000) com larvas de *Mithrax caribbaeus*, a salinidade teve um efeito significativo na sobrevivência das megalopas.

A alta taxa de mortalidade das megalopas em salinidade 0 ($n = 10$) é um indicativo da clara preferência por águas mais salinas. Este padrão concorda com a ideia de que as larvas zoeas são exportadas para regiões mais salinas, onde atingem o estágio de megalopa.

A partir dos resultados expostos, pode-se concluir que a salinidade não interferiu na taxa de sobrevivência das larvas megalopas de *U. (M.) mordax*, ao contrário do verificado nos estágios larvais anteriores (zoea), apresentando um comportamento eurihalino. Resultados semelhantes foram obtidos por Costlow *et al.*, 1960 e por Lárez *et al.*, (2000), com megalopas de *Sesarma cinereum* e *Mithrax caribbaeus*, respectivamente, onde verificaram que as megalopas foram menos afetadas por variações de temperatura e salinidade do que as fases anteriores. Isto pode ser considerado uma vantagem para as megalopas, pois durante a transição da fase planctônica para o assentamento, estas devem ter a capacidade de suportar mudanças de temperatura e salinidade.

As primeiras larvas megalopa que metamorfosearam para o primeiro estágio juvenil foram criadas na salinidade 5, indicando que baixas salinidades

aceleram o processo de muda para o primeiro estágio de caranguejo. A maior taxa de metamorfose também ocorreu na salinidade 5, a qual foi a salinidade mais próxima do habitat do adulto (salinidade = 0). Esses resultados corroboram com Epifanio *et al.*, (1988), que verificaram que a maior taxa de metamorfose das larvas megalopas de *Uca (M.) minax* (salinidade = 10) e *Uca (M.) pugnax* (salinidade = 20), também ocorreram em salinidades típicas do habitat dos adultos. Os resultados obtidos no presente estudo indicam que as larvas megalopas se desenvolvem nas porções mais salinas da Baía de Guaratuba (salinidade = 20), e quando retornam para junto da população adulta para assentar se deparam com as baixas salinidades, as quais estimulam a metamorfose para o primeiro estágio de caranguejo, como sugerido por O'Connor (1982).

A salinidade 30 parece ter inibido a metamorfose das larvas megalopas para o primeiro estágio juvenil de caranguejo, pois nessa salinidade nenhuma megalopa sofreu metamorfose (n = 10). Esses resultados indicam que as larvas megalopas precisam encontrar águas menos salinas para sofrer metamorfose e encontrar o habitat dos caranguejos parentais. No trabalho realizado por Anger (1991), foi constatado que a metamorfose é possível desde que haja uma diminuição gradual da salinidade durante o desenvolvimento da megalopa.

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

1. Entre as salinidades testadas, a mais favorável para o desenvolvimento larval de *Uca (M.) mordax* foi a salinidade de 20, seguido por 15 e 30.
2. As larvas de *Uca (M.) mordax* sobrevivem por apenas alguns dias em baixas salinidades (salinidade = 0 e 5).
3. As larvas megalopas apresentaram uma clara preferência por águas mais salinas (salinidade = 30).

4. A metamorfose do estágio de megalopa para o primeiro estágio de juvenil é estimulada pelas baixas salinidades (salinidade típica do habitat do adulto).

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abrunhosa, F.A.; Mendes, L.N.; Lima, T.B.; Yamamoto, S.O.; Ogawa, C.Y.; Ogawa, M. 2000. Cultivo do caranguejo terrestre *Cardisoma guanhumi* (Latreille, 1825) do ovo ao estágio juvenil. *Revista Científica de Produção Animal*, 2(2): 190-197.

Anger, K. 1983. Temperature and the larval development of *Hyas araneus* L. (Decapoda: Majidae); Extrapolation of laboratory data to field conditions. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 69: 203-215.

Anger, K. 1991. Effects of temperature and salinity on the larval development of the Chinese mitten crab *Eriocheir sinensis* (Decapoda: Grapsidae). *Marine Ecology Progress Series*, 72(1): 103-110.

Anger, K. 1996. Salinity tolerance of the larvae and first juveniles of a semiterrestrial grapsid crab, *Armases miersii* (Rathbun). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 202(2): 205-223.

Anger, K. 2001. The biology of decapod crustacean larvae. Crustacean Issues, Vol. 14, A.A. Balkema, Lisse, The Netherlands, 419pp.

Anger, K. 2003. Salinity as a key parameter in the larval biology of decapod crustaceans. *Invertebrate Reproduction & Development*, 43(1): 29-45.

Anger, K. 2006. Contributions of larval biology to crustacean research: a review. *Invertebrate Reproduction and Development*, 49(3): 175-205.

Anger, K.; Charmantier, G. 2000. Ontogeny of osmoregulation and salinity tolerance in a mangrove crab, *Sesarma curacaoense* (Decapoda: Grapsidae). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 251: 265-274.

Anger, K.; Harms, J.; Montú, M.; Bakker, C.D. 1990. Effects of salinity on the larval development of a semi terrestrial tropical crab, *Sesarma angustipes* (Decapoda: Grapsidae). *Marine Ecology Progress Series*, 62: 89-94.

Anger, K.; Spivak, E.; Luppi, T. 1998. Effects of reduced salinities on development and bioenergetics of early larval shore crab, *Carcinus maenas*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 220: 287-304.

Anger K.; Spivak E.; Luppi T.; Bas C.; Ismael D. 2008. Larval salinity tolerance of the South American salt-marsh crab, *Neohelice (Chasmagnathus) granulata*: physiological constraints to estuarine retention, export and reimmigration. *Helgoland Marine Research*, 62: 93-102.

Anger, K.; Thatje, S.; Lovrich, G.; Calcagno, J. 2003. Larval and early juvenile development of *Paralomis granulosa* reared at different temperatures: tolerance of cold and food limitation in a lithodid crab from high latitudes. *Marine Ecology Progress Series*, 253: 243-251.

Balagurunathan, R.; Kannupandi, T. 1993. Effect of salinity on larval survival and development of the mangrove crab *Metaplex elegans*. *Journal of the Marine Biological Association of India*, 35(1-2): 193-197.

Barbieri, R.C.; Ostrensky, A. 2001. Camarões marinhos: reprodução, maturação e larvicultura. Ed. Aprenda fácil. Viçosa, MG. 189p.

Barría, E.M.; Jara, C.G.; Kurt, A.; Paschke, K.A. 2005. La temperatura como factor de variabilidad en el desarrollo y morfología de larvas zoeas de *Acanthocycclus hassleri* Rathbun (Decapoda, Brachyura, Atelecyclidae) cultivadas en laboratorio. *Investigaciones Marinas*, 33(1): 25-41.

Bas, C.C.; Spivak, E.D. 2000. Effect of salinity on embryos of two Southwestern Atlantic estuarine Grapsid crab species cultured in vitro. *Journal of crustacean biology*, 20(4): 647-656.

Bezerra, L.E.A. 2012. The fiddler crabs (Crustacea: Brachyura: Ocypodidae: genus *Uca*) of the South Atlantic Ocean. *Nauplius*, 20(2): 203-246.

Brodie, R.J.; Styles, R.; Borgianini, S.; Godley, J.; Butler, K. 2007. Larval mortality during export to the sea in the fiddler crab *Uca minax*. *Marine Biology*, 152(6): 1283-1291.

Brown, S.D.; Bert, T.M.; Tweedale, W.A.; Torres, J.J.; Lindberg, W.J. 1991. The effects of temperature and salinity on survival and development of early life stage Florida stone crabs *Menippe mercenaria* (Say). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 157(1): 115-136.

Carvalho, A.L. 2010. Avaliação do efeito da salinidade e alimentação no desenvolvimento inicial em larvas de três espécies de caranguejos de importância econômica em laboratório. Dissertação (Mestrado em Ciências: Zootecnia). Universidade Rural do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro. 61pp.

Charmantier, G.; Charmantier-Daures, M.; Bouaricha, N.; Thuet, P.; Trilles, J.P.; Aiken, D.E. 1988. Ontogeny of osmoregulation and salinity tolerance in two decapod crustaceans: *Homarus americanus* and *Penaeus japonicus*. *The Biological Bulletin*, 175(1): 102-110.

Charmantier, G.; Gimenez, L.; Charmantier-Daures, M.; Anger, K. 2002. Ontogeny of osmoregulation, physiological plasticity and larval export strategy in the grapsid crab *Chasmagnathys granulata* (Crustacea, Decapoda). *Marine Ecology Progress Series*, 229: 185-194.

Costlow, J.D.; Bookhout, C.G.; Monroe, R. 1960. The effect of salinity and temperature on larval development of *Sesarma cinereum* (Bosc) reared in the laboratory. *Biological Bulletin*, 118: 183-202.

Costlow, J.D.; Bookhout, C.G.; Monroe, R. 1966. Studies on the larval development of the crab *Rhitropanopeus harrisi* (Gould). I. The effect of salinity and temperature on larval development. *Physiological Zoology*, 39: 81-100.

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

Cronin, T.W.; Forward, R.B. 1986. Vertical migration cycles of crabs larvae and their role in larval dispersal. *Bulletin of Marine Science*, 39(1): 192-201.

Cuesta, J.A.; Anger, K. 2005. Larval morphology and salinity tolerance of a land crab from West Africa, *Cardisoma armatum* (Brachyura: Grapsoidea: Gecarcinidae). *Journal of Crustacean Biology*, 25(4): 640-654.

Dhert, P.; Rombaut, G.; Suantika, A.; Sorgeloos, P. 2001. Advancement of rotifer culture and manipulation techniques in Europe. *Aquaculture*, 200: 129-146.

Díaz, H.; Bevilacqua, M. 1986. Larval development of *Aratus pisonii* (Milne Edwards) (Brachyura, Grapsidae) from marine and estuarine environments reared under different salinity conditions. *Journal of Coastal Research*, 2: 43-49.

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

Diesel, R.; Schuh, M. 1998. 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*, 18: 423-436.

Epifanio, C.E.; Little, K.T.; Rowe, P.M. 1988. Dispersal and recruitment of fiddler crab larvae in the Delaware River estuary. *Marine Ecology Progress Series*, 43: 18-188.

Fernandes, L.D.A.; Bonecker, S.L.C.; Valentin, J.L. 2002. Dynamic of decapod crustacean larvae on the entrance of Guanabara Bay. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 45(4): 491-498.

Forward, R.B. 1989. Behavioral responses of crustacean larvae to rates of salinity change. *Biological Bulletin*, 170: 229-238.

Foskett, J.K. 1977. Osmoregulation in the larvae and adults of the grapsid crab *Sesarma reticulatum* Say. *Biology Bulletin*, 153: 505-526.

Fransozo, A.; Negreiros-Fransozo, M.L. 1986. Influência da salinidade no desenvolvimento larval de *Eriphia gonagra* (Fabricius, 1781) e *Sesarma (Holometopus) rectum* Randall, 1840 (Crustacea, Decapoda), em laboratório. *Revista Brasileira de Biologia*, 46: 439-446.

Giménez L.; Anger, K. 2001. Relationships among salinity, egg size, embryonic development, and larval biomass in the estuarine crab *Chasmagnathus granulata* Dana, 1851. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 260: 241-257.

Gonçalves, F.; Ribeiro, R.; Soares, A.M.V.M., 1995. Laboratory studies of temperature and salinity on survival and larval development of *Rhitropanopeus harrisi*. *Marine Biology*, 121(4): 639-645.

Ismael, D.; Anger, K.; Moreira, G.S. 1997. Influence of temperature on larval survival, development, and respiration in *Chasmagnathus granulata* (Crustacea, Decapoda). *Helgoländer Meeresunters*, 51: 463-475.

Jakobi, H. 1953. Sobre a distribuição da salinidade e do pH na Baía de Guaratuba. *Arquivos do Museu Paranaense, Curitiba*, 10: 3-35.

Johns, D.M. 1981. Physiological studies in *Cancer irroratus* larvae. I. Effects of temperature and salinity on survival, development rate and size. *Marine Ecology Progress Series*, 5: 75-83.

Johns, D.; Lang, W. 1977. Larval development of the spider crab *Libinia emarginata* (Majidae). *Fishery Bulletin*, 75: 831-842.

Kannupandi, T.; Krishnan, T.; Shanmugam, A. 1997. Effect on salinity on the larva of an edible estuarine crab, *Thalamita crenata* (Crustacea: Decapoda: Portunidae). *Indian Journal of Marine Sciences*, 26: 315-318.

Kannupandi, T.; Murugadasu, P.; Soundarapandian, P.; Shanmugam, A. 2000. Biochemical changes in the larval stages of an edible estuarine crab *Thalamita crenata* (Latreille) fed with different diets. *Indian Journal of Fisheries*, 47(1): 77-80.

Kinne, O. 1970. Temperature. Invertebrates. En: O. Kinne (ed.). *Marine ecology*. Wiley & Sons, Chichester, pp. 407-415.

Lárez, M.B.; Palazón-Fernández, J.L.; Bolaños, C.J. 2000. 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*, 22(10): 1855-1869.

Lee, C.E. 1999. Rapid and repeated invasions of fresh water by the copepod *Eurytemora affinis*. *Evolution*, 53: 1423-1434.

Leger, F.; Sorgeloos, P. 1992. Optimized Feeding Regimes in Shrimp Hatcheries. *Marine Shrimp Culture: Principles and Practices*. P. 307. Arlo W. Fast and James Lester, editors. Elsevier Science Publishers. Amsterdam. 862 p.

Luppi, T.A.; Spivak, E.D.; Bas, C.C. 2003. 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*, 58(3): 575-585.

Masunari, S. 2006. Distribuição e abundância dos caranguejos *Uca* Leach (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae) na Baía de Guaratuba, Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 23(4): 901-914.

Melo, G.A.S. 1996. Manual de Identificação dos Brachyura (Caranguejos e Sirís) do Litoral Brasileiro. São Paulo - SP. 603pp.

Messerknecht, I.; Montu, M.; Anger, K. 1991. Larval development and salinity tolerance of Brazilian *Eurytium limosum* (Say, 1818) (Brachyura: Xanthidae) reared in the laboratory. *Meeresforschung*, 33(4): 275-296.

Mia, M.D.Y.; Shokita, S. 2002. Early life history of an estuarine grapsid crab, *Helice leachi* Hess. *Indian Journal of Fisheries*, 49: 23-28.

Minagawa, M. 1990. Influence of temperature on survival, feeding and development of larvae of the frog crab, *Ranina ranina* (Crustacea, Decapoda, Raninidae). *Nippon Suisan Gakkaishi*, 56: 755-760.

Morgan, S.G. 1995. Life and death in the plankton: larval mortality and adaptation. In: McEdward, L.R. (ed.), *Ecology of Marine Invertebrate Larvae*, 279-321. Boca Raton, FL: CRC Press.

Nagaraj, M. 1993. Combined effects of temperature and salinity on the zoeal development of the Green crab, *Carcinus maenas* (Linnaeus, 1758) (Decapoda: Portunidae). *Scientia Marina*, 57: 1-8.

O' Connor, N.J. 1982. The influence of salinity discontinuities on the swimming behavior of larvae of the fiddler crab *Uca pugnax* (Smith). M.S. thesis, University of Delaware, 108 pp.

O'Connor, N.J.; Epifanio, C.E. 1985. The effect of salinity on the dispersal and recruitment of fiddler crab larvae. *Journal of Crustacean Biology*, 5: 137-145.

Paula, J.; Mendes, R.N.; Mwaluma, J.; Raedig, C.; Emmerson, W. 2003. Combined effects of temperature and salinity on larval development of the mangrove crab *Parasesarma catenata* Ortmann, 1897 (Brachyura: Sesarmidae). *Western Indian Ocean Journal of Marine Science*, 2: 57-63.

Perumal, P.; Subramanian, P. 1985. Effects of salinity and copper on larval development in pistol prawn, *Alpheus malabaricus* Fabricius. *Indian Journal of Marine Sciences*, 14: 35-37.

Rabalais, N.N.; Cameron, J.N. 1985. The effects of factors important in semi-arid environments on the early development of *Uca subcylindrica*. *Biology Bulletin*, 168: 147-160.

Rieger, P.J. 1997. Desenvolvimento larval de *Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870) (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae), em laboratório. *Trabalhos do Instituto Oceanográfico da Universidade Federal de Pernambuco*, 25: 227-267.

Samuel, N.J.; Soundarapandian, P. 2010. Effect of salinity on the growth, survival and development of commercially important portunid crab larvae of *Portuns sanguinolentus* (Herbst). *Current Research Journal of Biological Sciences*, 2(4): 286-293.

Schuh, M.; Diesel, R. 1995a. Effects of salinity, temperature, and starvation on the larval development of *Armases (=Sesarma) miersii* (Rathbun, 1897), a semiterrestrial crab with abbreviated development (Decapoda: Grapsidae). *Journal of Crustacean Biology*, 15: 205-213.

Schuh, M.; Diesel, R. 1995b. Effects of salinity and starvation on the larval development of *Sesarma curacaoense* De Man, 1892, a mangrove crab with abbreviated development (Decapoda: Grapsidae). *Journal of crustacean biology*, 15(4): 645-654.

Shirley, T.C.; Shirley, S.M. 1989. Temperature and salinity tolerances and preferences of red king crab larvae. *Marine Behavior and Physiology*, 16: 19-20.

Silva, U.A.T. 2002. Cultivos experimentais de caranguejo-uçá, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763). Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Paraná (UFPR) - Setor de Ciências Agrárias, Departamento de Pós-graduação em Ciências Veterinárias. Curitiba - Pr (Brasil), 89pp.

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

Simith, D.J.B.; Souza, A.S.; Maciel, C.R.; Abrunhosa, F.A.; Diele, K. 2012. Influence of salinity on the larval development of the fiddler crab *Uca vocator* (Ocypodidae) as an indicator of ontogenetic migration towards offshore waters. *Helgoland Marine Research*, 66(1): 77-85.

Spivak, E.D.; Cuesta, J.A. 2009. The effect of salinity on larval development of *Uca tangeri* (Eydoux, 1835) (Brachyura: Ocypodidae) and new Windings of the zoeal morphology. *Scientia Marina*, 73(2): 297-305.

Stevens, B.G.; Persselin, S.; Matweyou, J. 2008. Survival of blue king crab *Paralithodes platypus* Brandt, 1850, larvae in cultivation: effects of diet, temperature and rearing density. *Aquaculture Research*, 39: 390-397.

Strathmann, R.R. 1982. Selection for retention or export of larvae in estuaries. In: Kennedy VS (ed) Estuarine comparisons. Academic Press, New York, pp 521-535.

Sulkin, S.D.; McKeen, G.L. 1996. Larval development of the crab *Cancer magister* in temperature regimes simulating outer-coast and inland-water habitats. *Marine Biology*, 127: 235-240.

Torres, G.; Giménez, L.; Anger, K. 2002. Effects of reduced salinity on the biochemical composition (lipid, protein) of zoea 1 decapod crustacean larvae. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 277: 43-60.

Torres, G.; Giménez, L.; Anger, K. 2008. Cumulative effects of low salinity on larval growth and biochemical composition in an estuarine crab, *Neohelice granulata*. *Aquatic Biology*, 2: 37-45.

Villarreal, H.; Hinojosa, P.; Naranjo, J. 1994. Effect of temperature and salinity on the oxygen consumption of laboratory produced *Penaeus vannamei* postlarvae. *Comparative Biochemistry Physiology*, 108(2): 331-336.

Vinuesa, J. H. ; Ferrari, L.; Lombardo, R. J. 1985. Effect of temperature and salinity on larval development of southern king crab (*Lithodes antarcticus*). *Marine Biology*, 85(1), 83-87.

Wolcott, T. 1988. Ecology. Pp. 55-96 in W. Burggren and B. McMahon, eds. *Biology of land crabs*. Cambridge University Press, Cambridge.

Young, A.M. 1979. Osmoregulation in larvae of the striped hermit crab *Clibanarius vittatus* (Bose) (Decapoda: Anomoura, Diogenidae). *Estuarine and Coastal Marine Science*, 9: 595-601.

Zar, J.H. 1996. *Biostatistical analysis*. New Jersey, Prentice-Hall. 662p.

APÊNDICES

Apêndice 1. *Uca (M.) mordax*. Datas e porcentagens máximas de riscos de morte para as larvas provenientes das quatro fêmeas ovígeras (F1, F2, F3 e F4), nos cinco tratamentos de salinidade (S0, S5, S15, S20 e S30).

Fêmeas ovígeras	Tratamentos	Ordem do(s) dia(s) de maior risco de morte	Porcentagem(s) de maior risco de morte
F1	S0	1°	90,00
	S5	8° a 9°	30,77 a 77,78
	S15	8° a 9°	5,88 a 12,50
	S20	32° a 34°	5,26 a 5,56
	S30	5° a 6°	20,00 a 75,00
F2	S0	1° a 2°	10,00 a 100,00
	S5	4° a 5°	20,00 a 50,00
	S15	7° a 9°	5,00 a 26,32
	S20	17° a 18°	5,56 a 17,65
	S30	16° 17° a 18°	22,22 7,14 a 15,38
F3	S0	1° a 2°	10,00 a 100,00
	S5	4° a 5°	5,00 a 26,32
	S15	10° a 11°	5,88 a 12,40
	S20	6° 12°	5,00 5,26
	S30	10° a 11° 12° a 13° 18° a 19°	10,53 a 17,65 10,53 a 17,65 12,5 a 28,57
F4	S0	1° a 2°	10,00 a 83,33
	S5	4° a 6° 7° a 8°	5,00 a 21,05 13,33 a 23,08
	S15	19° a 21°	5,56 a 11,76
	S20	22° a 23°	5,26 a 5,56
	S30	18° a 21°	6,67 a 37,50

Apêndice 2. *Uca (M.) mordax*. Duração mínima, máxima e média (\pm desvio padrão) em dias para atingir a fase de megalopa a partir da eclosão das larvas provenientes das quatro fêmeas ovígeras (F1, F2, F3, e F4) criadas em duas temperaturas (21°C e 25°C) e nos três tratamentos (S15, S20 e S30) em que houve sobrevivência das larvas.

Fêmeas ovígeras	Temperatura (°C)	Salinidade	Tempo mínimo (dias)	Tempo máximo (dias)	Tempo médio (\pm dp) (dias)	Kruskall-Wallis
F1	21	S15	32	40	35,33 \pm 3,01	a
		S20	31	37	32,82 \pm 2,57	b
		S30	32	32	34 \pm 1,89	a
F2	25	S15	22	30	25,88 \pm 2,8	a
		S20	20	26	24,07 \pm 3,09	a
		S30	20	28	23,62 \pm 2,19	a
F3	25	S15	22	33	28 \pm 5,04	a
		S20	19	26	20,94 \pm 1,98	b
		S30	22	32	27 \pm 3,93	ca
F4	25	S15	21	29	24,63 \pm 2,83	a
		S20	18	35	23,25 \pm 4,68	a
		S30	20	31	26,5 \pm 4,79	a

CAPÍTULO II

DISTRIBUIÇÃO ESPACIAL DOS ADULTOS, DOS JUVENIS E DAS LARVAS DE *Uca (Minuca) mordax* (SMITH, 1870) (CRUSTACEA, DECAPODA, OCYPODIDAE) NA BAÍA DE GUARATUBA, PARANÁ

RESUMO

Um estudo sobre a distribuição dos adultos, dos juvenis e das larvas de *Uca (M.) mordax* foi realizado na Baía de Guaratuba, Paraná, com a finalidade de elaborar um cenário de ciclo de vida da espécie. Nove pontos foram amostrados (Ponta do Cedro, Ponta do Descoberto, Rio São Joãozinho, Rio Riozinho, Rio São João, Rio Nhundiaquara, Rio do Chapéu, Rio Cubatão, e Rio Guanxuma) para mapeamento da população adulta. As inspeções dos biótopos ocupados pelos juvenis foram realizadas nos seguintes substratos potencialmente colonizáveis: troncos e raízes de árvores em decomposição, substratos lodosos de áreas não vegetadas, tapetes de algas vermelhas que cobrem o solo da floresta, tapetes flutuantes de *Salvinia auriculata* e malhas de fibras vegetais na base das samambaias e do pirizal. Coletas de zooplâncton foram realizadas em quatro pontos em um gradiente crescente de salinidade (Rio São João, salinidade = 0; Ilha do Capim de Cima, salinidade = 12-13; Ilha do Araçá, salinidade = 20; Ilha da Sepultura, salinidade = 25-29), para verificar a existência de larvas de *U. (M.) mordax*. Os caranguejos adultos foram registrados em seis dos nove pontos amostrados, mostrando uma distribuição restrita à porção do extremo oeste da Baía de Guaratuba, onde as salinidades são geralmente abaixo de 8. Um total de 119 juvenis de *U. (M.) mordax* foi coletado, dos quais 91 foram capturados nos tapetes de algas que cobrem o solo da floresta e 28 no substrato lodoso, os quais foram considerados os principais biótopos de recrutamento de megalopas e juvenis. Larvas de *U. (M.) mordax* foram registradas nos quatro pontos amostrados. Zoea I foi coletado no Rio São João e na Ilha do Capim de Cima, zoea I e II na Ilha do Araçá e, ZI, ZII e ZIV na Ilha da Sepultura. O ciclo de vida de *Uca (M.) mordax* ocorre integralmente dentro do ambiente estuarino. Após eclosão das larvas que ocorre nas imediações da área de ocorrência da população adulta, elas migram por uma distância de aproximadamente 10,5 a 13,5 Km até os setores mesohalinos da baía onde a salinidade é mais favorável para o seu desenvolvimento completo (= 20). Nestes setores sofrem sucessivas ecdises (Z1 a Z5 ou Z6) até atingir o último estágio larval (megalopa) num período de 21-32 dias, retornando para junto da população adulta, para assentar nos tapetes de algas que cobrem o solo da floresta e se metamorfosear ao primeiro estágio juvenil. Este migra para substratos

inconsolidados quando adquire capacidade para cavar sua própria toca. Após adquirir força suficiente para cavar solos arenosos compactos, colonizam as margens dos rios e os terrenos onde crescem árvores de restinga. Portanto, para a conservação das populações de *Uca (M.) mordax* é de vital importância a preservação não só dos biótopos do adultos (matas de restinga e margens dos rios que deságuam na Baía de Guaratuba), mas também, o corpo d'água onde as larvas sofrem sucessivas mudas e, sobretudo, os tapetes contínuos de algas para o assentamento das megalopas e dos juvenis.

Palavras-chave: salinidade; estuário; plâncton; retenção larval; distribuição larval; desenvolvimento larval

ABSTRACT

A study on the distribution of adults, juveniles and larvae of *Uca (M.) mordax* was held at Guaratuba Bay, Paraná State, Brazil, aiming to describe the life cycle of the species. Nine collection sites were sampled (Ponta do Cedro, Ponta do Descoberto, São Joãozinho River, Riozinho River, São João River, Nhundiaquara River, Chapéu River, Cubatão River, and Guanxuma River) for mapping the adult population. Inspections of biotopes occupied by juveniles were held in the following potentially colonisable substrates: decomposing trunks and roots of trees, muddy substrates of non-vegetated áreas, carpets of red algae covering the forest floor, floating mats of *Salvinia auriculata* and meshes of vegetable fibers at the base of ferns and "piris". Zooplankton samplings were carried out in four collection sites located in an increasing gradient of salinity (São João River, salinity = 0; Capim de Cima Island, salinity = 12-13; Araçá Island, salinity = 20; Sepultura Island, salinity = 25-29), in order to verify the presence of larvae of *U. (M.) mordax*. Adult crabs were recorded only in six of the nine sites sampled, showing a distribution restricted to the West portion of Guaratuba Bay, where salinities are below eight. A total of 119 juveniles of *U. (M.) mordax* were collected, of which 91 were captured on the carpet of algae covering the forest floor and 28 on the muddy substrate and these were considered the main biotopes of recruitment of megalopae and juveniles. Larvae of *U. (M.) mordax* were recorded in the four sampled sites: Zoea I (ZI) was collected at São João River and Capim de Cima Island, ZI and ZII in Araçá Island, and ZI, ZII and ZIV in the Sepultura Island. The life cycle of *U. (M.) mordax* occurs within the estuarine environment, without exportation to open seas. After hatching larvae coming from the adult population migrate about 10.5 to 13.5 Km of distance towards mesohaline areas of the bay, where salinity is suitable for development (= 20). In these areas, they suffer successive moults (Z1 to Z5 or Z6) until megalopa stage after 21-32 days. They return to adult population area, to settle on carpets of algae and metamorphose to the first juvenile stage. The juvenile migrate to muddy substrates and when it acquire the ability to dig its own burrow. After acquiring ability to dig compact sandy soils, the colonize the sandy banks of rivers and the soil of restinga forest. Therefore, for the conservation of populations of *U. (M.) mordax* it is of vital

importance not only to preserve the adult biotopes (restinga forest and banks of rivers that flow into the Guaratuba Bay) but also the water body where the larvae suffer successive molts and above all the continuous carpets of algae for the settlement of megalopae and juveniles.

Key words: salinity; estuary; plankton; larval retention; larval distribution; larval development

1. INTRODUÇÃO

Os caranguejos do gênero *Uca* Leach, 1814, são representados por aproximadamente 94 espécies (Beinlich & Von Hagen, 2006). No Brasil, somente dez espécies de *Uca* são encontradas ao longo da costa: *Uca (Minuca) burgersi* Holthuis, 1967; *Uca (Leptuca) cumulanta* Crane, 1943; *Uca (Leptuca) leptodactyla* Rathum, 1898; *Uca (Uca) maracoani* (Latreille, 1802-1803); *Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870); *Uca (Minuca) rapax* (Smith, 1870); *Uca (Minuca) thayeri* Rathbun, 1900; *Uca (Leptuca) uruguayensis* Nobili, 1901; *Uca (Minuca) victoriana* Von Hagen, 1987 e *Uca (Minuca) vocator* (Herbst, 1804) (Melo, 1996; Bezerra, 2012). No litoral do Estado do Paraná ocorrem sete espécies de *Uca*: *U. (U.) maracoani*, *U. (L.) leptodactyla*, *U. (M.) rapax*, *U. (M.) thayeri*, *U. (L.) uruguayensis*, *U. (M.) mordax* e *Uca (M.) burgersi* (Masunari, 2006).

Os caranguejos *Uca* são conhecidos popularmente como chama-maré ou violinistas. São caracterizados por um nítido dimorfismo sexual, no qual os machos exibem um dos extremos níveis de assimetria corporal, apresentando uma das quelas muito mais desenvolvida que a outra, que corresponde quase a metade da massa corpórea total, enquanto as fêmeas apresentam os dois quelípodos do mesmo tamanho (Crane, 1975).

Os chama-marés constituem um dos grupos mais importantes de Brachyura em termos de densidade e diversidade (Rosenberg, 2001; Hartnoll *et al.*, 2002). São localmente abundantes, constituindo um dos mais característicos grupos de animais que vivem na zona entremarés de regiões tropicais, subtropicais e de clima temperado quente, em particular nas florestas de manguezais (Crane, 1975).

Embora os adultos dos chama-marés tenham hábito semi-terrestre, as suas larvas desenvolvem-se em ambiente aquático (Kellmeyer & Salmon, 2001), assim como a maioria dos braquiúros, que apresentam em seu ciclo de vida uma fase larval composta por vários estágios de zoea antes de tornarem-se preparadas para o assentamento no estágio de megalopa (último estágio da fase larval) (Darwirs, 1985). Uma exceção notável é o caranguejo violinista *Uca (Minuca) subcylindrica* (Stimpson, 1859) que ocorre em riachos localizados até 35 Km distante do ambiente marinho ou estuarino no Texas (Thurman, 1984; Rabalais & Cameron, 1985). Essa

espécie libera as suas larvas em piscinas efêmeras, apresentando um desenvolvimento larval abreviado (atinge o primeiro estágio de caranguejo juvenil em oito dias), quando comparado com os demais caranguejos chama-marés (Rabalais & Cameron, 1983).

Durante a ontogênese no ambiente pelágico, as larvas são expostas às variações abióticas, que influenciam suas chances de sobrevivência, desenvolvimento, dispersão e recrutamento. Dentre estes fatores, citam-se: temperatura, salinidade, disponibilidade de alimento, luz, poluentes, pH, distância dos locais de eclosão, ciclo de marés, velocidade e direção das correntes marinhas. Fatores bióticos como predação e competição, também, são significativos neste quesito (Sastry, 1983; Morgan, 1992, 1995; Anger, 2001, 2003, 2006; Fernandes *et al.*, 2002; Queiroga & Blanton, 2005; Simith & Diele, 2008).

O desenvolvimento larval tem duração variada (dias ou semanas), de acordo com a espécie (Anger, 2001; Morgan 1995) e, nos caranguejos, ela pode ser de 4-6 semanas (Burggren & McMahon, 2009). As espécies de *Uca* levam em média 28 dias para completarem o seu desenvolvimento larval (Felder & Staton, 1994; Rieger, 1997). As larvas de *U. (M.) mordax* levam $20,94 \pm 1,98$ dias para mudar do estágio de zoea I até megalopa em temperatura de 25°C (Cap. I).

A maioria dos braquiúros apresenta ritmos de emissão larval em sincronia com os ciclos ambientais tais como o ciclo lunar, o ciclo de marés e o ciclo cicardiano (Christy, 1982; Forward *et al.*, 1982; De Vries & Forward, 1989; Paula, 1989; Saigusa *et al.*, 2003). Nas espécies estuarinas, a eclosão das larvas zoea se dá em função do ciclo de marés, geralmente, durante as marés altas de sizígia que as transportam rapidamente para longe da população parental (Forward *et al.*, 1982; Christy, 1986; Kellmeyer & Salmon, 2001) e durante o período noturno (Morgan & Christy, 1997; Kellmeyer & Salmon, 2001), como uma estratégia para minimizar a predação das larvas, uma vez que a maioria dos predadores é de hábito diurno (Morgan & Christy, 1997).

Os decápodos estuarinos apresentam dois tipos básicos de desenvolvimento larval: retenção das larvas no habitat parental (= dentro do corpo estuarino), ou exportação para águas costeiras ou oceânicas, onde as condições para o desenvolvimento larval são mais estáveis (Sandifer, 1975; Morgan, 1995; Anger,

2001; Luppi *et al.*, 2003). Para ambas as estratégias, as espécies desenvolveram adaptações para que o desenvolvimento e posterior recrutamento ocorram com sucesso (Sandifer, 1975). Nas espécies em que ocorre o recrutamento larval, a estratégia desenvolvida foi efetuar movimentos verticais na coluna d'água, em resposta aos fatores ambientais (Gibson, 2003; Sandifer, 1975). Segundo Hays (2003), o qual realizou uma revisão sobre o significado dos movimentos verticais dos organismos na coluna d'água, destacou que a ascensão na coluna d'água durante o período noturno serve para reduzir o risco de predação por predadores visuais. Dentre as espécies de crustáceos que apresentam mecanismos de retenção larval, está *Rhithropanopeus harrisi* (Cronin, 1982).

A exportação larval ocorre devido à incapacidade das larvas de suportar o estresse osmótico produzido pelas amplas oscilações da salinidade nas áreas estuarinas (Silva-Falcão *et al.*, 2007). Este fato que limita a distribuição das larvas nas áreas estuarinas oligohalinas (Levin & Bridges, 1995). Neste caso, elas se dispersam para as águas costeiras mais estáveis, o que pode ser interpretado como uma adaptação evolutiva das espécies para reduzir as taxas de mortalidade (Simith & Diele, 2008; Queiroga *et al.*, 1997; Santarosa-Freire, 1998). A dispersão larval é, também, um meio vantajoso de colonizar estuários adjacentes e reconstituir o fluxo genético entre populações de estuários geograficamente isolados (Strathmann, 1982; Scheltema, 1986). As larvas zoeas, que atingiram o último estágio larval (megalopa), reinvasam os estuários de modo a assegurar e renovar as populações parentais (Anger *et al.*, 1994; Morgan, 1995; Queiroga, 1995).

Em relação aos modelos de reinvasão das megalopas, sabe-se que estas utilizam as correntes de maré enchente para progredir mais rapidamente até os locais onde habitam as populações parentais e, durante as vazantes, ficam junto ao fundo para não serem deslocadas para longe dos locais de assentamento (Christy, 1982; Epifanio *et al.*, 1984; Queiroga & Blanton, 2005).

O momento transicional entre a vida pelágica e a bentônica é um dos períodos mais críticos do complexo ciclo de vida de muitos invertebrados marinhos e estuarinos e, portanto, o assentamento e a metamorfose são importantes processos biológicos nessa fase (Anger, 2001, 2006; Forward *et al.*, 2001; Gebauer *et al.*, 2003). Evidências apontam que a metamorfose do estágio de megalopa para o

primeiro estágio juvenil é fortemente controlada por estímulos físicos e químicos, que estão associados ao habitat onde vivem os seus coespecíficos (juvenis e adultos) (Christy, 1989; Jensen, 1989; Gebauer *et al.*, 2002; Diele & Simith, 2007; Simith *et al.*, 2010).

Após as megalopas sofrerem metamorfose para caranguejos juvenis, estes raramente são vistos e pouco se sabe sobre o seu habitat ou ecologia (Burggren & McMahon, 2009).

O conhecimento do recrutamento de uma espécie é essencial para o entendimento da sua distribuição demográfica e para a dinâmica das populações (Olmi *et al.*, 1990). No entanto, os estudos de dispersão e recrutamento de crustáceos decápodos estão praticamente limitados às comunidades estuarinas de regiões temperadas (Williams, 1971; Sandifer, 1973; 1975; Epifanio *et al.*, 1984; Johnson, 1985; Epifanio *et al.*, 1988; Anger, 1991; O'Connor, 1993; Boylan & Wenner, 1993; Christy & Morgan, 1998; Shanks *et al.*, 2002; Gonzáles-Gordillo *et al.*, 2003; Grabe, 2003; Yannicelli *et al.*, 2006), o que ressalta a necessidade de estudos sobre as espécies de regiões tropicais e subtropicais.

O presente trabalho tem como objeto de estudo a distribuição das categorias demográficas da população de *Uca (M.) mordax* (Smith, 1870) ocorrente na Baía de Guaratuba, PR. Nesta baía e em outras localidades, os adultos desta espécie se estabelece acima do nível dos manguezais, onde a água é praticamente doce (Crane, 1975; Masunari, 2006). A espécie tem distribuição geográfica no Oceano Atlântico Ocidental, desde o Golfo do México até o sul Brasil, no estado do Rio Grande do Sul (Bezerra, 2012). Sobre o período reprodutivo de *U. (M.) mordax*, somente o das populações da região sudeste do Brasil é conhecido: ocorre na primavera e no verão, com picos mais pronunciados no verão (Fransozo *et al.*, 2009).

Estudos sobre a ecologia da espécie incluem trabalhos de descrição do seu desenvolvimento larval em laboratório (Rieger, 1997), distribuição e densidade na Baía de Guaratuba, Paraná (Masunari, 2006), crescimento relativo (Masunari & Dissenha, 2005), biologia populacional em um manguezal estuarino do litoral sudeste do Brasil (Fransozo *et al.*, 2009) e osmorregulação e ativação do sistema antioxidante por alteração da salinidade (Batista, 2010).

Uca (M.) mordax não tem qualquer valor comercial e a sua estratégia reprodutiva ainda é desconhecida. Portanto, um estudo abrangente da população ocorrente na Baía de Guaratuba, onde os habitats ainda estão relativamente bem preservados, se faz necessário com urgência. Dentro deste contexto, o objetivo do presente estudo consiste em conhecer as áreas de ocorrência dos adultos e juvenis no ambiente terrestre, e estabelecer as possíveis rotas de migração de suas larvas dentro do ciclo de vida da população de *U. (M.) mordax* na referida baía.

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1. Área de estudo

A Baía de Guaratuba situa-se no litoral Sul do Estado do Paraná entre as latitudes 25°50'S e 25°55'S e longitudes 48°30'W e 48°45'W e estende-se continente adentro, ao longo da planície litorânea por cerca de 15 km (Fig. 1). Ela é formada pelos afluentes de rios que nascem no primeiro planalto paranaense e por dois rios, Descoberto e Boguaçu, que nascem na planície litorânea deste estado (Maack, 1968). A baía tem conexão com o mar através de um canal estreito de aproximadamente 500 metros de largura e abriga inúmeras ilhas de extensões variadas. Este sistema estuarino é muito utilizado pelas comunidades locais para a pesca artesanal de subsistência e esportiva (Chaves & Vendel, 1997).

Excetuando a margem sudeste, onde se localiza o município de Guaratuba, manguezais em estado relativamente bem conservado margeiam a Baía de Guaratuba desde a entrada da mesma até as imediações da desembocadura do Rio São Joãozinho (25°52'09,07''S e 48°43'26,85''W). A partir deste trecho, os mangues são paulatinamente substituídos pelas árvores de restinga e, na desembocadura do Rio São João (25°52'02,61''S e 48°43'32,52''W), as margens do mesmo são cobertos por mata de restinga.



Figura 1. Baía de Guaratuba. Fotografia de satélite (Google Earth, 2013).

Caracteristicamente, o solo da floresta de restinga e as porções inferiores dos troncos das árvores são cobertas por um tapete formado pelo entrelaçamento de talos das algas vermelhas *Catenella caespitosa* (Withering) Irvine, 1976 (Rhodophyta, Gigartinales) e *Herposiphonia secunda* (C. Agardh) Wynne, 1985 (Rhodophyta, Ceramiales) de espessura variável. Entremeando os referidos tapetes, manchas de solo argiloso saturado de água são visíveis (Fig. 2). Na superfície da água de riachos com pouca velocidade de correnteza, é comum encontrar tapetes flutuantes da planta aquática *Salvinia auriculata* Aubl. (Salviniaceae, Salviniiales).



Figura 2. Área marginal do Rio São João. Algas vermelhas *Catenella caespitosa* e *Herposiphonia secunda* cobrindo o solo da floresta e as porções inferiores do tronco das árvores da restinga. Manchas de solo sem vegetação, também, são visíveis.

Nas imediações da desembocadura do Rio São João, a baía e as ilhas são margeadas por fileiras de piris, *Scirpus californicus* (C.A.Mey.) Steud. (Cyperaceae, Cyperales), dos cebolões *Crinum salsum* Ravenna, 1982, (Amaryllidaceae, Asparagales) e das samambaias *Acrosticum aureum* Linnaeus 1758 (Pteridaceae, Polypodiales) (Fig. 3).



Figura 3. A - Fileira de *Scirpus californicus*, B - Área dominada por *Crinum salsum* e C - Área marginal com *Acrosticum aureum*.

Embora distante do mar cerca de 15 Km, este local (desembocadura do Rio São João) sofre diretamente a influência das marés, sobretudo no que se refere à altura do nível da água do rio, devido à inversão do fluxo de água durante as marés enchentes.

O clima da área de estudo, segundo a classificação de Köppen, é do tipo CFa (clima subtropical úmido mesotérmico) (Vanhoni & Mendonça, 2008). A temperatura chega a ultrapassar 28°C no verão e baixar a pelo menos 15°C no inverno (Chaves & Vendel, 1997). A precipitação média anual é de aproximadamente 2.300 mm/ano (Vanhoni & Mendonça, 2008) e a salinidade da água de superfície dentro da Baía de Guaratuba pode variar de 1 a 27 durante a maré vazante e de 3 a 32 na enchente (Jakobi, 1953).

O litoral do Paraná não apresenta nenhum período seco durante o ano, as chuvas tendem a ser bem distribuídas, com maior concentração no verão (800 a 1.000 mm/ano), sendo que o inverno geralmente é o menos chuvoso (300 a 400 mm/ano) (Vanhoni & Mendonça, 2008).

2.2. Mapeamento da distribuição dos adultos de *Uca (M.) mordax* na Baía de Guaratuba

Para delimitar a área de ocorrência da população adulta de *Uca (M.) mordax* dentro da Baía de Guaratuba, foi realizado um mapeamento em duas etapas: a primeira em março/2012 (pontos 1, 2 e 3) e a segunda em agosto/2013 (pontos 4, 5, 6, 7, 8 e 9), com auxílio de um GPS (Fig. 4).

Os pontos amostrados foram: Ponta do Cedro (1- 25°52'39,9"S e 48°40'28,5"W), Ponta do Descoberto (2- 25°52'30,8"S e 48°42'15,8"W), ao longo do Rio São Joãozinho (3a- 25°52'25,9"S e 48°42'49,8"W; 3b- 25°52'17,3"S e 48°43'30,0"W; 3c- 25°52'39,9"S e 48°43'18,8"W), ao longo do Rio Riozinho (4a- 25°52'04,7"S e 48°45'03,9"W; 4b- 25°52'10,3"S e 48°44'54,8"W), ao longo do Rio São João (5a- 25°53'59,5"S e 48°46'35,8"W; 5b- 25°55'13,0"S e 48°47'01,1"W; 5c- 25°55'35,0"S e 48°46'50,3"W; 5d- 25°55'07,1"S e 48°47'08,2"W), desembocadura do Rio Nhundiaquara (6- 25°52'43,7"S e 48°45'35,1"W), desembocadura do Rio do Chapéu (7- 25°52'49,0"S e 45°43'37,0"W), desembocadura do Rio Cubatão (8-

25°51'23,2"S e 48°43'50,8"W) e desembocadura do Rio Guanxuma (9- 25°51'28,4S e 48°41'49,2"W) (Fig. 4).



Figura 4. Baía de Guaratuba. Fotografia de satélite (Google Earth, 2013). Pontos observados e/ou amostrados para a ocorrência de adultos de *Uca (M.) mordax*. 1- Ponta do Cedro, 2- Ponta do Descoberto, 3a, 3b e 3c- Rio São Joãozinho, 4a e 4b- Rio Riozinho, 5a, 5b, 5c e 5d- Rio São João, 6- Rio Nhundiaquara, 7- Rio do Chapéu, 8- Rio Cubatão e 9- Rio Guanxuma.

Somente o Rio Riozinho foi inspecionado na sua totalidade, das imediações de sua nascente até a sua desembocadura na Baía de Guaratuba. O Rio São João foi amostrado até cerca de 12 Km a montante de sua desembocadura. Os demais rios foram amostrados somente na área de sua desembocadura.

2.3. Inspeção para localizar os biótopos que abrigam os juvenis de *Uca (M.) mordax* na Baía de Guaratuba

As inspeções dos biótopos na procura de juvenis de *U. (M.) mordax* foram realizadas nas margens do Rio São João, nas imediações de sua desembocadura, localizada na porção oeste da Baía de Guaratuba (Ponto 5 da Fig. 4). Este local foi escolhido em função do ambiente terrestre ser dominado por vegetação típica de restinga, com presença de uma densa população de adultos de *U. (M.) mordax*. Este trabalho foi realizado em fevereiro/12 (coleta-piloto), dezembro/12 e de janeiro a março/13, pois são os meses teoricamente esperados de maior taxa de recrutamento de juvenis de caranguejos (meses mais quentes do ano).

Os seguintes substratos potencialmente colonizáveis pelos referidos juvenis (ou megalopas) foram amostrados: troncos e raízes de árvores em decomposição, substratos lodosos de áreas não vegetadas, tapetes de algas que cobrem o solo da floresta, tapetes flutuantes de *Salvinia auriculata* ocorrentes na superfície da água e malhas de fibras vegetais formadas na base das samambaias e do pirizal. Todos os substratos supracitados foram amostrados durante a coleta piloto (fevereiro/12) e, constatada a ocorrência de juvenis somente em dois substratos - o lodoso e os tapetes de alga que cobrem o solo da floresta - as amostragens subsequentes (de dezembro/12 a março/13) foram limitadas a estes substratos. Para a obtenção de juvenis no substrato lodoso, foram realizadas amostras com aproximadamente 10 cm de profundidade.

Nestes quatro meses, foram coletadas três amostras mensais de cada substrato, durante a maré baixa de sizígia, totalizando 12 amostras para cada um dos substratos amostrados. Estas amostras foram acondicionadas em sacos plásticos devidamente etiquetados, levadas ao laboratório e pesados em balança de precisão e, posteriormente, foram congeladas até o momento da triagem. Esta foi feita sob microscópio estereoscópico e os animais conservados em álcool 75% e identificados de acordo com Melo (1996) e Bezerra (2012), bem como por comparação com os juvenis obtidos em laboratório no capítulo I.

Os juvenis de *U. (M.) mordax* obtidos foram medidos quanto à LC (largura da carapaça) e CC (comprimento da carapaça), para verificar se indivíduos de

tamanhos diferentes utilizam substratos específicos. As medidas morfométricas foram tomadas sob um microscópio digital (Dino-Lite Pro AM - 413T).

Foram considerados juvenis, fêmeas com menos de 8,77 mm de largura da carapaça (LC) e machos com menos de 11,70 mm de LC, de acordo com Masunari & Dissenha (2005).

A densidade populacional dos juvenis foi expressa em número de indivíduos por grama de substrato.

2.4. Coleta qualitativa de Plâncton

Para confirmar os resultados obtidos no experimento de tolerância das larvas a diferentes salinidades em laboratório (capítulo I), foram realizadas coletas de plâncton para verificar a distribuição espacial das larvas de *U. (M.) mordax* na Baía de Guaratuba, em novembro/13 (18/11/13). Foi escolhido este mês porque ele está relacionado com o pico do período reprodutivo da espécie (Fransozo *et al.*, 2009).

Foram estabelecidas quatro estações de coleta dentro da Baía de Guaratuba, de acordo com o teor de salinidade da água: 1) Desembocadura do Rio São João (setor interno I, salinidade = 0, 25°52'03,31"S e 48°43'26,5"W), 2) Ao largo da Ilha do Capim de Cima (setor interno II, salinidade de 12 a 13, 25°51'40,1"S e 48°40'23,8"W), 3) Ao largo da Ilha do Araçá (setor intermediário, salinidade = 20, 25°51'16,5"S e 48°37'36,8"W) e 4) Ao largo da Ilha da Sepultura (setor externo, próximo à desembocadura da baía para o mar aberto, salinidade de 25 a 29, 25°51'31,5"S e 48°34'32,3"W) (Fig. 5).



Figura 5. Baía de Guaratuba. Fotografia de satélite de 18/IV/1996 fornecida pela Intersat para a Engefoto, com indicação das quatro estações de coleta de plâncton.

O plâncton foi coletado com uma rede cônica para zooplâncton, com 200 μm de abertura de malha e 32 cm de diâmetro de boca, durante a maré vazante. Foram realizados arrastos verticais em cada estação de coleta, pois de acordo com Queiroga & Blanton (2005) as mudanças no comportamento larval durante o desenvolvimento podem ser responsáveis por uma dissimilaridade em relação à profundidade ou à distribuição horizontal entre os diferentes estágios larvais.

Nos pontos 1 e 2, foram realizados 10 arrastos verticais, enquanto que nos pontos 3 e 4, foram realizados 5 arrastos, devido à abundância de larvas. Após cada arrasto, o material foi fixado em álcool absoluto PA 95% e acondicionado em frascos plásticos etiquetados. Durante a amostragem, em cada um dos pontos, foram coletadas amostras de água na superfície, à meia água e no fundo com uma garrafa de Van Dorn e a salinidade medida com um refratômetro. Além da salinidade, a temperatura da água também foi registrada com termômetro.

As amostras foram primeiramente levadas ao esteromicroscópio binocular para a triagem das larvas de crustáceos decápodos e depois levadas ao microscópio

óptico para identificação. Para identificar as larvas de *Uca (M.) mordax* utilizou-se o trabalho desenvolvido por Rieger (1997), com as descrições de todos os estágios larvais da espécie, bem como por comparação com as larvas da espécie obtidas em laboratório (provenientes das fêmeas ovígeras) referentes ao capítulo I. Também, elas foram discriminadas por comparação com as descrições das demais espécies de *Uca* ocorrentes na Baía de Guaratuba (ver introdução), de acordo com a morfologia do primeiro e segundo maxilípede (Tab. 1). Exceção foi feita para *Uca (M.) rapax* e *Uca (L.) leptodactyla*, as quais ainda não tiveram a morfologia larval descrita (Anger *et al.*, 1990; Negreiros-Fransozo *et al.*, 2009; Rieger, 1996; 1997; 1998).

Tabela 1. Comparação morfológica do primeiro e segundo maxilípede entre as espécies de *Uca* ocorrentes na Baía de Guaratuba, PR.

Espécies	Zoea I		Zoea II		Zoea III		Zoea IV		Zoea V		Zoea VI	
	1º maxilípede	2º maxilípede	1º maxilípede	2º maxilípede	1º maxilípede	2º maxilípede	1º maxilípede	2º maxilípede	1º maxilípede	2º maxilípede	1º maxilípede	2º maxilípede
<i>Uca (M.) mordax</i> ¹												
<i>Uca (M.) burgers</i> ²												
<i>Uca (U.) maracoani</i> ³			Desconhecido	Desconhecido	Desconhecido	Desconhecido	Desconhecido	Desconhecido	Desconhecido	Desconhecido	Desconhecido	Desconhecido
<i>Uca (M.) thayer</i> ⁴											Desconhecido	Desconhecido
<i>Uca (L.) uruguayensis</i> ⁵											Desconhecido	Desconhecido

¹Rieger, 1997; ²Rieger, 1998; ³Negreiros-Fransozo *et al.*, 2009; ⁴Anger *et al.*, 1990; ⁵Rieger, 1996.

2.5. Salinidade das áreas oligohalinas da Baía de Guaratuba durante a maré enchente

Para verificar se as águas nas imediações de ocorrência da população adulta de *U. (M.) mordax* poderiam atingir salinidades ideais para o desenvolvimento larval da espécie (salinidade 20, v. Cap. I) por influência das marés enchentes de sizígia, foram coletadas amostras de água na superfície, à meia água (1,40 m) e no fundo (2,73 m) com uma garrafa de Van Dorn e a salinidade medida com um refratômetro. Um total de sete medições foi realizado durante a maré enchente, até a maré máxima, durante 1,30 horas, em intervalos de 15 minutos, no dia 22 de agosto/13, na desembocadura do Rio São João (25°52'36,4"S e 48°45'48,3"W) (Ponto 5 da Fig. 4). Foi escolhido este mês para tal averiguação, em função dos registros de marés máximas de sizígia (Tábuas de maré, Marinha do Brasil).

Amostras de água também foram coletadas para verificar a salinidade (agosto/13) nas imediações da desembocadura do Rio São Joãozinho (25°52'07,3"S e 48°43'25,2"W) (Ponto 3 da Fig. 4), na superfície, na meia água (4,10 m) e no fundo (8,33 m), somente durante a maré máxima.

3. ANÁLISES ESTATÍSTICAS

A diferença na ocorrência de juvenis de *U. (M.) mordax* no tapete de alga que cobre o solo e no substrato lodoso foi calculado utilizando o teste não-paramétrico de Kruskal-Wallis, pois a distribuição dos dados não seguiu um padrão de distribuição normal ($p > 0,05$). No caso de existência de diferenças significativas ($p < 0,05$), realizou-se o teste "a posteriori" de Dunn. Para verificar a normalidade dos dados, foi utilizado o teste de Kolmogorov-Smirnov (Zar, 1996).

Para verificar se houve diferença entre a largura da carapaça (LC) e o comprimento da carapaça (CC) dos juvenis de *U. (M.) mordax* encontrados nos tapetes de algas e no substrato lodoso, foi utilizado o teste t de Student, pois os dados não apresentaram distribuição normal ($p < 0,05$). A normalidade dos dados foi testada utilizando o teste de Kolmogorov-Smirnov (Zar, 1996).

As análises foram realizadas no programa computacional BioEstat 5.0.

4. RESULTADOS

4.1. Mapeamento da distribuição dos adultos de *Uca (M.) mordax* na Baía de Guaratuba

Os caranguejos adultos de *Uca (M.) mordax* foram registrados em seis dos nove pontos amostrados: rios São Joãozinho, Riozinho, São João, Nhundiaquara, Chapéu e Cubatão. Na Ponta do Cedro, Ponta do Descoberto e no Rio Guanxuma eles não foram encontrados (Fig. 6). Portanto, a espécie apresenta uma distribuição restrita à porção oeste da Baía de Guaratuba, a partir de 48°43'50,8"W (desembocadura do Rio Cubatão) na margem norte e a partir de 48°42'49,8"W (desembocadura do Rio São Joãozinho) na margem sul da referida baía. O Rio Riozinho esteve integralmente (das nascentes até a desembocadura) colonizado por *U. (M.) mordax*. O Rio São João, também, mostrou populações da espécie em toda a extensão amostrada (da desembocadura até cerca de 12 Km a montante): ela esteve presente em ambas as margens do rio e no solo da floresta de restinga. É provável que esta população ocupe áreas rio acima além dessa área inspecionada. Nos demais rios (São Joãozinho, Nhundiaquara, Chapéu e Cubatão), a espécie esteve presente nos locais inspecionados (desembocaduras dos respectivos rios).

As seguintes salinidades foram registradas durante o mapeamento: Rio São Joãozinho 1 a 3; Rio Riozinho 0 a 0,3; Rio São João 0 a 1; Rio Nhundiaquara 0; Rio do Chapéu 1; Rio Cubatão 1; Rio Guanxuma 9 a 10. A salinidade da Ponta do Cedro e da Ponta do Descoberto, não foram verificadas em campo, mas segundo Jakobi (1953), a salinidade de superfície para a Ponta do Cedro é de 8 a 10 e da Ponta do Descoberto é 3.

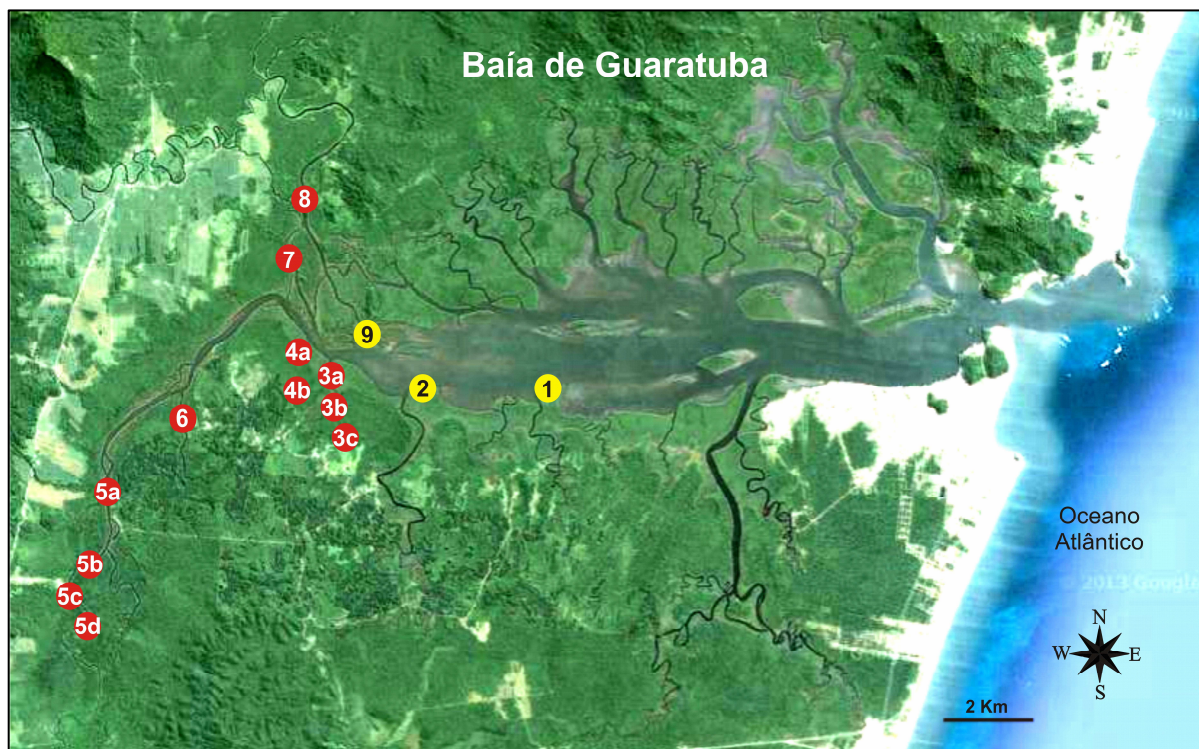


Figura 6. Baía de Guaratuba. Pontos de amostragem para adultos de *U. (M.) mordax*. Círculos em amarelo = ausência e círculos em vermelho = presença. 1- Ponta do Cedro, 2- Ponta do Descoberto, 3a, 3b e 3c- Rio São Joãozinho, 4a e 4b- Rio Riozinho, 5a, 5b, 5c e 5d- Rio São João, 6- Rio Nhundiaquara, 7- Rio do Chapéu, 8- Rio Cubatão e 9- Rio Guanxuma. Fotografia de satélite (Google Earth, 2013).

4.2. Inspeção para localizar os biótopos que abrigam os juvenis de *Uca (M.) mordax* na Baía de Guaratuba

Foram coletados 119 juvenis de *Uca (M.) mordax* ao longo das cinco campanhas amostrais (Fevereiro/12, Dezembro/12 e de Janeiro a Março/13) (Apêndice 1). Nos tapetes de alga que cobrem o solo da floresta de restinga (compostos por *Catenella caespitosa* e *Herposiphonia secunda*) foram registrados 91 juvenis, enquanto no substrato lodoso, apenas 28 (Fig. 7). A diferença na ocorrência destes juvenis nestes dois biótopos foi considerada estatisticamente significativa segundo o teste Kruskal-Wallis ($H = 18,4615$; g.l = 1; $p < 0,05$). Nos demais substratos inspecionados (troncos e raízes de árvores em decomposição, tapete flutuante de *Salvinia auriculata*, malhas de fibras vegetais formadas na base das samambaias e no pirizal), os juvenis estiveram ausentes.

Em todos os meses amostrados, a maior densidade de juvenis foi registrada no tapete de algas (Fig. 8). Neste substrato, eles foram mais abundantes em

fevereiro/13 (0,037 ind. g⁻¹, abundância total = 29), seguido de dezembro/12 (0,033 ind.g⁻¹, abundância total = 23 juvenis) e de março/13 (0,024 ind. g⁻¹, abundância total = 19). Por outro lado, no substrato lodoso, as maiores abundâncias foram registradas em janeiro/13 (0,004 ind. g., abundância total = 8), seguido de fevereiro/12 (0,003 ind. g⁻¹, abundância total = 7), e de dezembro/12 (0,002 ind.g⁻¹, abundância total = 6) (Fig. 8 e Apêndice 1).

A largura média da carapaça (LC) e o comprimento médio da carapaça (CC) dos juvenis de *U. (M.) mordax* encontrados nos tapetes de algas foi de 2,42 ± 1,64 mm e 2,00 ± 1,14 mm, respectivamente. Por outro lado, os juvenis coletados no substrato lodoso apresentaram tamanhos médios superiores aos juvenis dos tapetes de algas, com 5,49 ± 2,57 mm LC e 4,18 ± 1,80 mm CC (Fig. 9 e Apêndice 2).

Houve diferença estatística significativa entre o tamanho da LC ($t = 5,94$ e $p < 0,05$) e do CC ($t = 6,04$ e $p < 0,05$) dos juvenis coletados no tapete de alga e no substrato lodoso (Fig. 9).

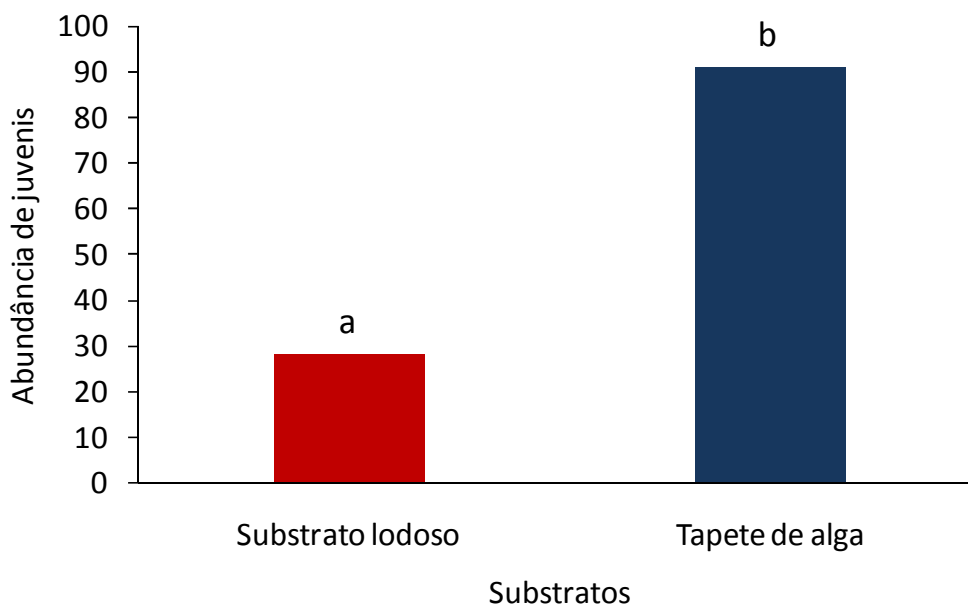


Figura 7. *Uca (M.) mordax*. Abundância dos juvenis associados aos tapetes de algas que cobrem o solo da floresta e ao substrato lodoso, às margens do Rio São João, Baía de Guaratuba, Paraná. Letras diferentes denotam diferenças significativas entre si ($p < 0,05$).

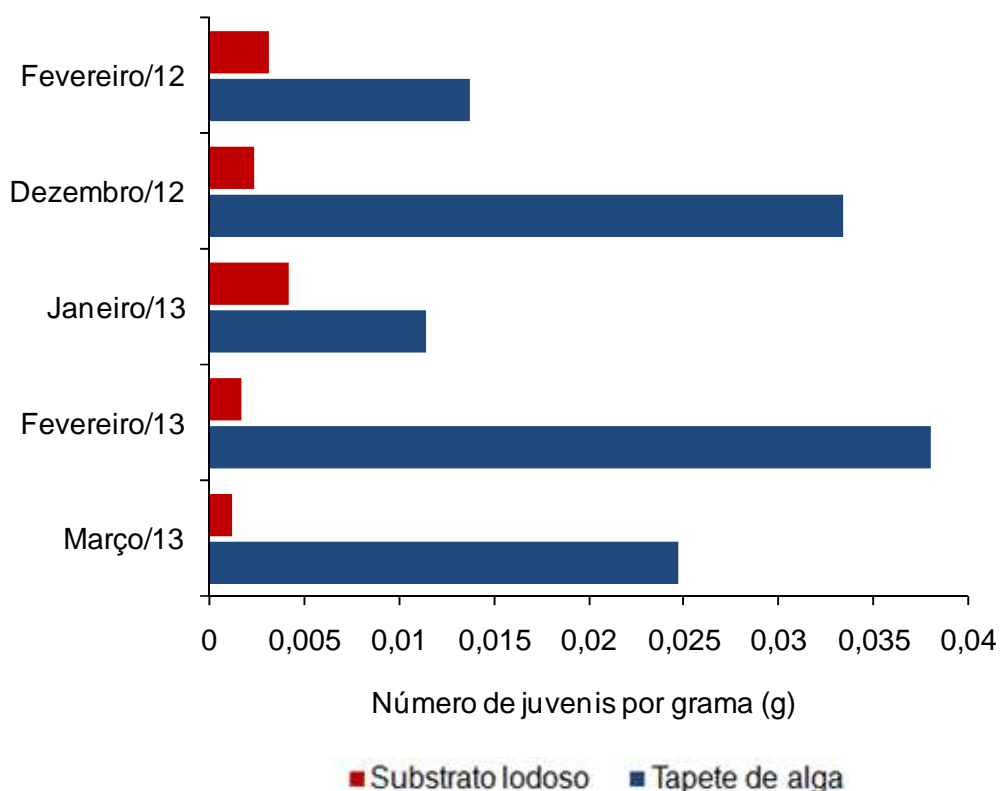


Figura 8. *Uca (M.) mordax*. Densidade (nº ind. por grama de substrato) dos juvenis associados aos tapetes de algas que cobrem o solo da floresta de restinga e ao substrato lodoso, às margens do Rio São João, Baía de Guaratuba, Paraná.

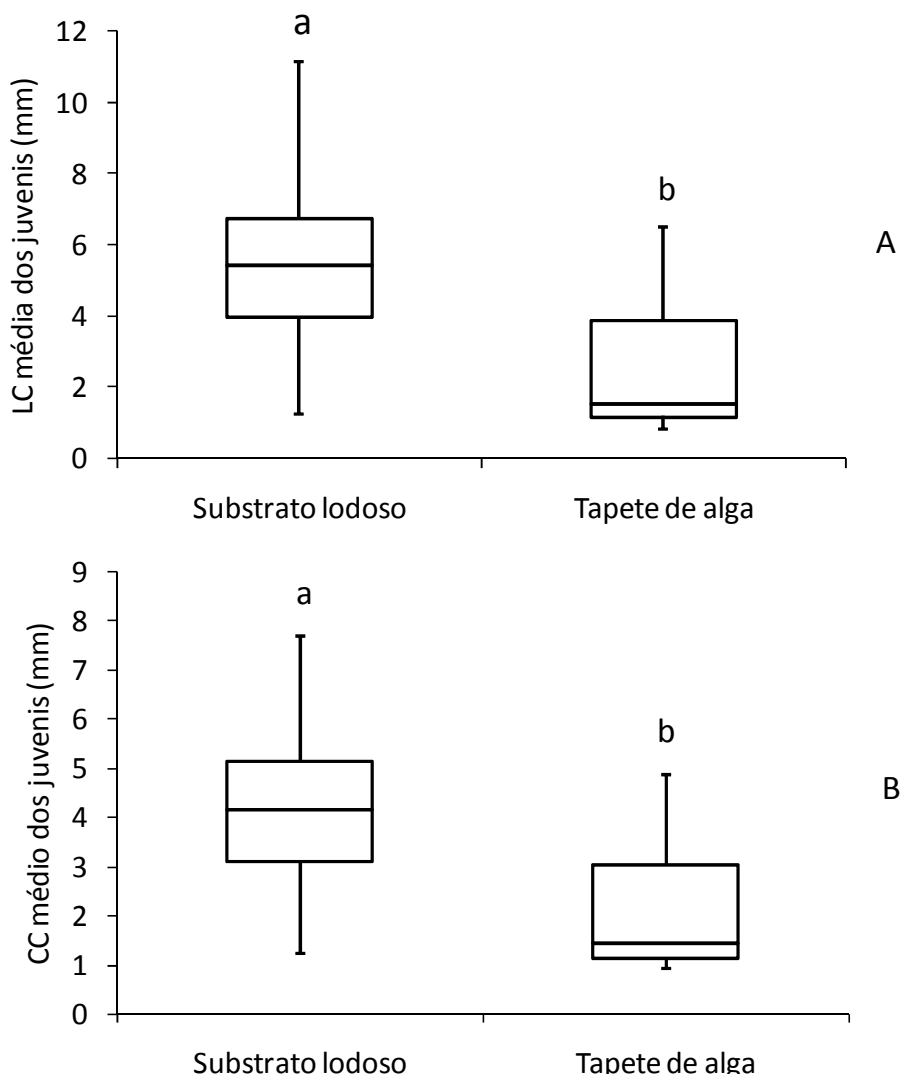


Figura 9. *Uca (M.) mordax*. A - Largura média da carapaça (LC) dos juvenis coletados nos dois diferentes substratos. B - Comprimento médio da carapaça (CC) dos juvenis coletados nos dois diferentes substratos. Letras diferentes denotam diferenças significativas entre si ($p < 0,05$).

Além dos juvenis de *U. (M.) mordax*, também foram encontradas megalopas da espécie, mas estas foram registradas exclusivamente nos tapetes de algas. Estas larvas foram coletadas em fevereiro/12 (n=10), dezembro/12 (n=1) e março/13 (n=1).

4.3. Coleta de Plâncton

As salinidades e as temperaturas registradas durante a coleta de plâncton, nas quatro estações de amostragem, podem ser visualizadas na Figura 10 e Apêndice 3.

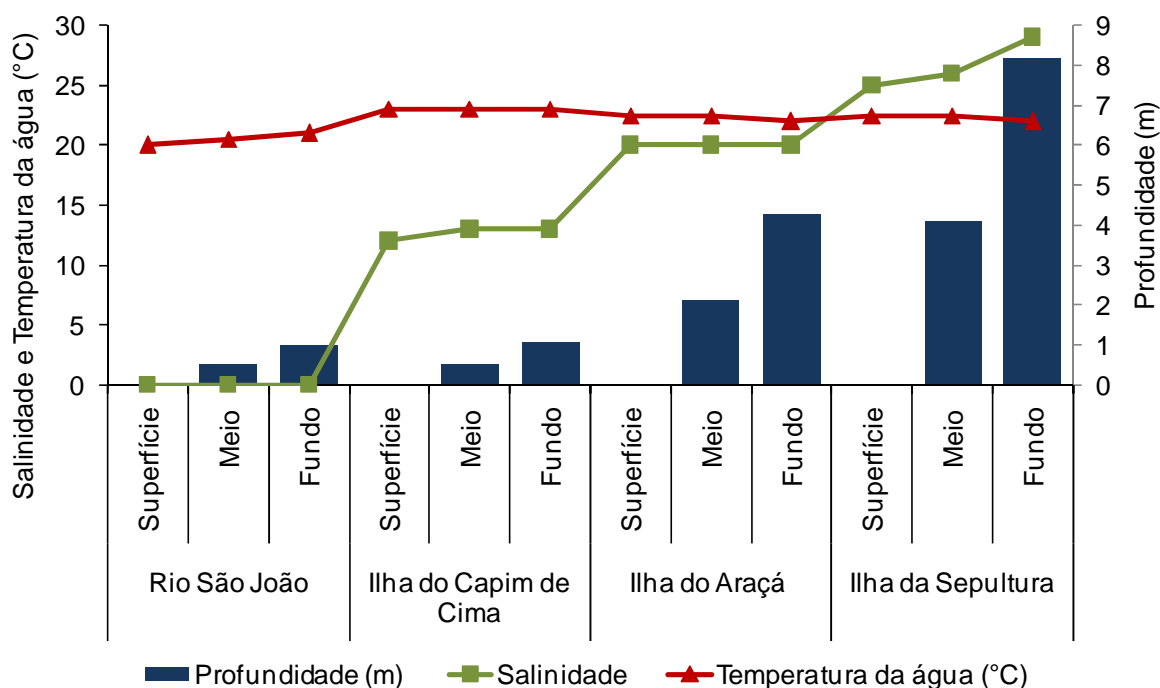


Figura 10. Salinidades e temperaturas registradas em três diferentes profundidades (superfície, meia água e fundo), nas quatro estações de coleta de plâncton.

Foram encontradas larvas de *U. (M.) mordax* nos quatro pontos amostrados (Rio São João, Ilha do Capim de Cima, Ilha do Araçá e Ilha da Sepultura), em estágios de desenvolvimento diversos. No Rio São João e na Ilha do Capim de Cima, foram encontradas somente larvas em estágio de zoea I. Já na Ilha do Araçá, foram encontradas larvas em estágio de zoea I e II, enquanto que na Ilha da Sepultura, em estágios de ZI, ZII e ZIV (Fig. 11).



Figura 11. Baía de Guaratuba. Fotografia de satélite de 18/IV/1996 fornecida pela Intersat para a Engefoto, com indicação das larvas zoeas coletadas em cada uma das quatro estações de amostragem.

4.4. Variação temporal da salinidade na área oligohalina da Baía de Guaratuba durante a maré enchente de sizígia

Os valores de salinidade registrados para o fundo (2,73 m), meia-água (1,40 m) e superfície na desembocadura do Rio São João ($25^{\circ}52'36,4''\text{S}$ e $48^{\circ}45'48,3''\text{W}$) foram iguais, durante o período de maré enchente até a maré de altura máxima. Os valores mínimos e máximos de salinidade obtidos foram de 0 e 0,3, respectivamente (Fig. 12).

Por outro lado, a salinidade registrada na desembocadura do Rio São Joãozinho ($25^{\circ}52'07,3''\text{S}$ e $48^{\circ}43'25,2''\text{W}$) durante a maré máxima foi 6 na superfície, 8 à meia-água (4,10 m) e 8 no fundo (8,33 m).

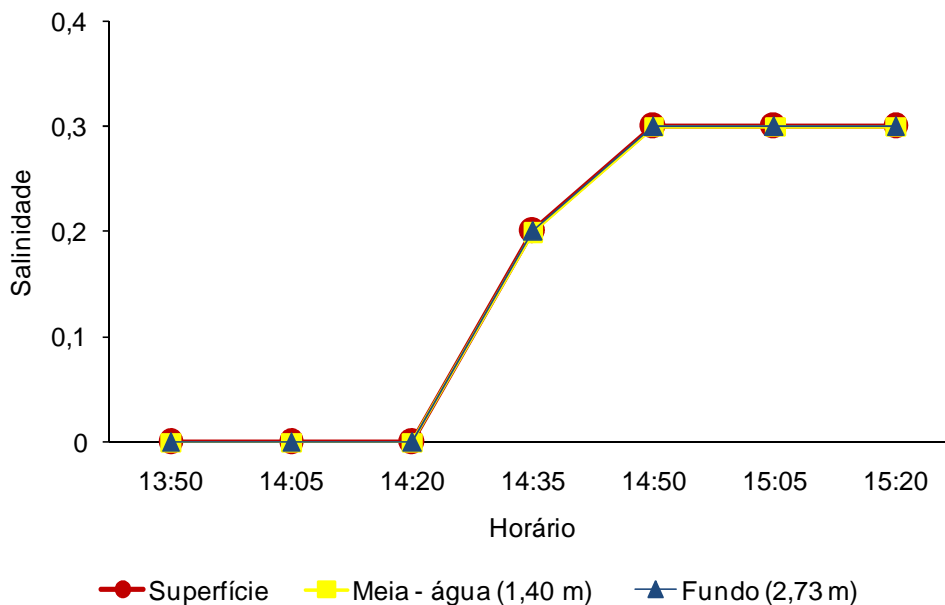


Figura 12. Desembocadura do Rio São João. Variação da salinidade durante o período de maré enchente até a maré de altura máxima em três diferentes profundidades (superfície, meia-água e fundo). Horário da maré mínima no dia: 9:30 e horário da maré máxima no dia: 16:00.

5. DISCUSSÃO

A ocorrência restrita dos adultos de *U. (M.) mordax* às áreas oligohalinas da Baía de Guaratuba do presente estudo praticamente consolida o padrão de distribuição da espécie, corroborando Crane (1975), Masunari (2006) e Thurman *et al.* (2013) que, também, trataram da distribuição espacial da presente espécie. A ausência dela nos pontos 1, 2 e 9 (Ponta do Cedro, Ponta do Descoberto e Rio Guanxuma, respectivamente) (Fig. 6), comprova esta observação, pois nestes locais as salinidades foram de teor mediano: Ponta do Cedro, salinidade = 8 a 10, segundo Jakobi (1953); Ponta do Descoberto, salinidade = 0 a 9, segundo Jakobi (1953) e Zanlorenzi (2011) e Rio Guanxuma, salinidade na sua desembocadura = 9 a 10, verificada em campo. Embora na Ponta do Descoberto, salinidade zero seja uma ocorrência registrada, a invasão de águas com valores em torno de 9 parecem não ser adequada para a colonização da espécie. Aparentemente, os adultos da espécie podem se estabelecer somente em locais banhados com água de salinidade inferiores a 8. Esta assunção está baseada em Masunari (2006), a qual encontrou poucos indivíduos (densidade média de $0,33 \pm 0,81$ ind.m²) da espécie na Ilha de

Guanxuma da referida baía, onde a salinidade foi de $7,92 \pm 3,77$. A ausência de *U. (M.) mordax* na desembocadura do Rio Guanxuma do presente estudo, uma localidade próxima da referida Ilha de Guanxuma, certamente, se deve à maior influência do mar ao largo de sua desembocadura (salinidades 9-10).

Outro importante aspecto da distribuição da espécie refere-se à sua colonização ao longo da extensão dos rios que deságuam na Baía de Guaratuba. Aqueles que são colonizados por *U. (M.) mordax* na sua desembocadura estão dominados por populações numerosas até as imediações de suas nascentes como foi observado nos rios São Joãozinho e Riozinho e até 12 Km a montante do Rio São João. Entretanto, a simples existência de águas oligohalinas próximas à salinidade zero não parece ser a única condição para o estabelecimento de populações de *U. (M.) mordax*. Esta inferência está baseada na ausência da espécie no Rio das Garças, onde a salinidade pode chegar a nulidade nas áreas próximas à sua nascente (Lopes, 2011). Certamente, a reinvasão das megalopas *U. (M.) mordax* nas áreas parentais está condicionada à existência de águas com salinidades próximas a zero na desembocadura dos rios a serem colonizados. Com base neste raciocínio, pode-se inferir que as margens dos rios São Joãozinho, Nhundiaquara, Chapéu e Cubatão estão plenamente colonizados por *U. (M.) mordax* até às áreas das nascentes, embora a inspeção tenha sido realizada somente nas suas desembocaduras. A este grupo inclui-se o Rio São João, onde a espécie foi registrada até 12 Km a montante de sua desembocadura.

Fatores do meio físico, como temperatura, gradiente de salinidade, teor de matéria orgânica, textura do substrato, presença de vegetação, nível do substrato em relação à altura da maré e grau de dessecação do biótopo parecem condicionar a distribuição e a abundância dos caranguejos do gênero *Uca* (Miller & Maurer, 1973; Crane, 1975; Powers & Cole, 1976; Icely & Jones, 1978; Rabalais & Cameron, 1985; Barnwell, 1986; Ewa-Oboho, 1993; Thurman, 1987, 1998; Nobbs, 2003; Masunari, 2006; Bezerra *et al.*, 2009). Segundo Vernberg & Vernberg (1970), os fatores ambientais que apresentam uma oscilação mais acentuada em uma determinada área são notoriamente considerados os principais agentes limitantes à distribuição.

Com base no exposto, a distribuição de *U. (M.) mordax* na Baía de Guaratuba parece estar relacionada com a salinidade. Entretanto, como a espécie tem origem marinha, a colonização de áreas oligohalinas não parece ser uma consequência da preferência da mesma por águas continentais. Esta ideia está baseada no fato que as suas larvas necessitam de águas com salinidade em torno de 20 para completar o desenvolvimento ontogenético (v. Cap. I) e, conseqüentemente, uma necessidade das megalopas retornarem aos biótopos parentais, a expensas de gasto de energia. Muito provavelmente, a plasticidade da espécie conferiu a ela capacidade para colonizar biótopos muito distantes do mar, evitando, desta forma, competições inúteis por recursos com outras espécies do gênero. O hábito semiterrestre dos adultos e a forte capacidade de migração das larvas favoreceram sobremaneira a colonização da espécie em biótopos praticamente continentais.

Estudos sobre a resistência de *Uca (U.) maracoani* (salinidade do habitat = 14 a 32) *Uca (M.) thayeri* (salinidade do habitat = 4 a 32) e *Uca (M.) mordax* (salinidade do habitat = 0 a 6) em diferentes salinidades (0, 10, 20, 30 e 40), foram realizados por Batista (2010). Os resultados demonstraram que as diferenças na regulação osmótica de *U. (M.) mordax* e de outras duas espécies são sutis, indicando que a maior penetração de *U. (M.) mordax* em águas oligohalinas pode não ser devido a um superior poder osmorregulatório, pois as outras duas espécies não morreram quando expostas a salinidade 0 (pelo menos após 8 h). *Uca (M.) mordax* regulou bem de 0 a 20, tendendo a osmoconformação ou a uma regulação mais fraca nas salinidades mais elevadas. Esses resultados, confirmam a plasticidade da espécie em adaptar-se em ambientes menos salinos.

As algas mostraram ser os microhábitats de maior importância para a colonização dos juvenis, pois a densidade registrada neste biótopo foi o quádruplo daquele do substrato lodoso. Além disso, as únicas megalopas registradas no presente estudo foram obtidas neste local e permitem inferir que ele é o primeiro hábitat continental a ser colonizado pela espécie. Este fato pode ser explicado pela biótopo complexo conferido pelos talos entrelaçados das algas que formam um tapete contínuo, que oferece inúmeros espaços para abrigar as megalopas e os juvenis contra os predadores e dessecação por ocasião da maré baixa; ou até mesmo para não serem arrastados por correntes de maré. Certamente, a primeira

muda de megalopa para o juvenil deve acontecer neste substrato, pois aí foram registrados os juvenis de tamanhos menores.

O substrato lodoso foi colonizado por juvenis maiores ($LC = 5,49 \pm 2,57$ mm e $CC = 4,18 \pm 1,80$ mm) do que aqueles capturados nos tapetes de alga ($LC = 2,42 \pm 1,64$ mm e $CC = 2,0 \pm 1,14$ mm) ($p < 0,05$), isso pode estar relacionado ao fato dos menores indivíduos não terem a capacidade para escavar tocas profundas. Esta inferência está baseada na observação em laboratório que, juvenis (J1) provindos de megalopas e mantidos em recipientes com fundo lodoso, não foram capazes de cavar qualquer tipo de orifício neste substrato que simulasse uma toca. De acordo com Herrnkind (1968), os juvenis de *Uca* spp. são incapazes de escavar tocas para a sua proteção antes da terceira ou quinta muda. Certamente, após ganhar capacidade para elaborar suas próprias tocas, os juvenis migram para substratos inconsistentes nas imediações dos tapetes de alga, tornam-se adultos e invadem os solos mais consistentes dentro das matas de restinga.

Os resultados obtidos no presente estudo corroboram com Litulo (2005), o qual relata que as fases larvais de *Uca urvillei* dependem exclusivamente da água e os juvenis tendem a se estabelecer em locais muito úmidos. Ao longo do seu desenvolvimento, os juvenis vão se tornando independentes da água e capazes de escavar tocas mais profundas (Litulo, 2005). Dessa forma, os juvenis de *U. (M.) mordax* tendem a ocupar exclusivamente os tapetes de alga (substrato úmido), enquanto para os caranguejos adultos o substrato não é um fator limitante.

No trabalho realizado por Kassuga (2009) no manguezal do Rio Pinheiros e no Baixo da Ponta do Cavalo, Baía de Guaratuba, PR, com juvenis de *Ucides cordatus*, foi constatado que estes estavam presentes em maiores densidade nas galerias dos adultos do que no substrato lodoso. De acordo com o autor, as galerias oferecem uma textura firme, as quais formam um emaranhado de finas raízes que sustentam o sedimento lodoso, proporcionando uma maior proteção aos juvenis contra predadores, já que não apresentam a capacidade de escavar tocas profundas (essa capacidade é adquirida somente à medida que esses caranguejos crescem).

De acordo com Dittel *et al.*, (1996) a predação é responsável pelas maiores taxas de mortalidade entre as espécies de Brachyura das regiões entre-marés, durante os estágios iniciais de desenvolvimento. No trabalho realizado por Warren

(1990) com o caranguejo *Heloecius cordiformis* (H. Milne-Edwards, 1837), foi verificado que os indivíduos que permaneciam fora ou em tocas muito rasas eram facilmente capturados por predadores. Segundo Flores & Negreiros-Fransozo (1999), os juvenis geralmente são encontrados em locais específicos, os quais proporcionam uma maior complexidade estrutural para abrigar a população juvenil. No estudo realizado por Pech *et al.*, (2002), foi constatado que a escolha das larvas durante o processo de assentamento foi influenciada significativamente pela heterogeneidade e complexidade do substrato. As maiores abundâncias foram registradas nos substratos de complexidade intermediária, ou seja, as larvas colonizaram mais os substratos protegidos, do que em superfícies expostas.

No estudo realizado por Behum *et al.*, (2005), foi constatado que os juvenis de *Uca (M.) pugnax* de todas as classes de tamanho foram mais abundantes nos substratos cobertos com *Spartina alterniflora* do que no substrato desprovido de vegetação, enquanto em *Uca (M.) pugilator*, os menores juvenis foram encontrados na transição entre o vegetado e o não-vegetado, enquanto os indivíduos intermediários e maiores estiveram presentes no habitat não-vegetado. Segundo os autores, a maior abundância dos menores juvenis na zona de transição está relacionada ao fato que um dos três pontos amostrados não ter ficado submerso, portanto houve uma menor pressão de predação de organismos aquáticos sobre os juvenis, o que permitiu que estes pudessem colonizar o ambiente do indivíduo adulto (sem vegetação) já nos primeiros estágios. Os autores relatam que o substrato coberto por *S. alterniflora* proporciona uma melhor proteção contra predadores, evitando também que os juvenis sejam deslocados por correntes durante a maré cheia.

A baixa densidade registrada de juvenis no substrato lodoso com tamanhos médios superiores ($n = 28$) aos juvenis dos tapetes de alga do presente estudo, pode estar relacionada com a profundidade de amostragem (10 cm) que não foi suficiente, pois acredita-se que estes são capazes de escavar tocas mais profundas, assim como observado por Kassuga (2009) com juvenis de *Ucides cordatus*. No trabalho realizado por Abrunhosa *et al.*, (2000), foi verificado que os juvenis de *Cardisoma guanhumi* deixaram o ambiente aquático para o terrestre e iniciavam a formação de tocas somente a partir do terceiro estágio de juvenil, comprovando,

mais uma vez, que nos estágios iniciais, os caranguejos não são capazes de escavar as suas próprias tocas. Outro fator que deve ser considerado, em relação à baixa densidade registrada, seria a maior taxa de predação nesse substrato. De acordo com Luppi *et al.*, (2002) a presença de juvenis em determinados habitats e não em outros disponíveis pode ser explicada por um dos dois processos ou por ambos: 1) mortalidade diferencial entre os habitats e 2) seleção ativa de habitat pelas megalopas. Provavelmente, a seleção ativa de habitat pelas megalopas de *U. (M.) mordax* esteja ocorrendo na Baía de Guaratuba, pois as megalopas somente foram encontradas nos tapetes de algas que cobrem o solo, já o primeiro fator deve ser melhor investigado.

O fato de ter obtido somente larvas de *U. (M.) mordax* em estágio de zoea I tanto no Rio São João (salinidade = 0) como na Ilha do Capim de Cima (salinidade = 12-13) é um indicativo do início da migração das larvas para águas mais salinas para completarem o seu desenvolvimento larval, fato demonstrado pelos experimentos do capítulo I. Certamente, as larvas observadas nestes dois pontos próximos às áreas parentais tratam-se de recém-eclodidos que sofrerão muda somente ao atingir as águas de salinidade 20 presente no corpo principal da baía. A constatação da presença de larvas zoeas em diferentes estágios (ZII e ZIV) de desenvolvimento na Ilha do Araçá (salinidade = 20) e na Ilha da Sepultura (salinidade = 25-29) fornece embasamento para a referida assunção. Adicionalmente, a ocorrência de zoea em estágios mais avançados somente na porção intermediária (Ilha do Araçá) e mais externa (Ilha da Sepultura) da Baía de Guaratuba indica que as larvas de *U. (M.) mordax* se desenvolvem em locais com pouca influência marinha (Fig. 11), com uma possível retenção dessas larvas no estuário. A exportação destas larvas para os ambientes de mar aberto não parece uma hipótese provável, pois elas não sobrevivem em salinidades marinhas (> 30) (v. Cap. I).

O mesmo padrão de distribuição ontogenético foi observado por Epifanio *et al.*, (1988) com *Uca* spp., o qual verificou que os estágios de zoea I estavam presentes na desembocadura da Baía de Delaware (EUA), enquanto os estágios mais avançados estavam presentes em pontos mais afastados da desembocadura da referida baía.

A ausência de larvas zoeas em estágio ZIII e ZV na Ilha do Araçá e na Ilha da Sepultura, pode estar relacionado a uma deficiência amostral, pois, somente uma alíquota do plâncton coletado nessas duas porções foi triado, devido a alta abundância de larvas, inviabilizando a sua total triagem.

Os resultados do presente estudo têm semelhança com o tipo de estratégia adotada por *Rithropanopeus harrisi* no estuário do Rio Newport (USA), onde todos os estágios larvais da espécie foram encontrados na porção interna do estuário (Cronin, 1982). No estuário de Bahía Blanca (Argentina), foi verificado que as densidades máximas de larvas de *Chasmagnathus granulata* e *Cyrtograpsus altimanus* estavam presentes na porção interna do estuário, assim como todos os estágios larvais de ambas as espécies, indicando uma possível retenção larval (Cervellini, 2001). Resultados similares aos do presente estudo, também foram encontrados por Schwamborn *et al.*, (1999) na região nordeste, entre os estados de Pernambuco e Ceará, o qual registrou uma fraca dispersão das zoeas de *Uca* spp. e *Ucides cordatus*, pois elas ficaram retidas nas plumas estuarinas durante a baixamar. Já no estudo realizado por Cuesta & Anger (2005) com o caranguejo da terra *Cardisoma armatum* e por Mia & Shokita (2002) com *Helice leachi*, não foram realizados levantamentos em campo para verificar a distribuição das larvas, mas a partir dos testes de salinidade realizados em laboratório (*C. armatum*, salinidade ideal = 25; *H. leachi*, salinidade ideal = 20), os autores inferiram que o tipo de estratégia adotado para a espécie é o mesmo observado no presente estudo.

Entretanto, outras espécies do mesmo gênero *Uca* mostraram que as larvas não são mantidas próximo ao habitat da população adulta, e são transportadas para a região costeira. Dessa forma, as larvas no primeiro estágio de zoea (ZI) e as megalopas são encontradas próximas ou no interior do estuário, enquanto que os estágios intermediários são encontrados em águas adjacentes sob a plataforma continental (Dittel & Epifanio, 1982; Lambert & Epifanio, 1982; Epifanio *et al.*, 1988). A partir de testes de salinidades realizados em laboratório, foi possível prever que outras espécies de caranguejos decápodos também exportam as suas larvas para a região costeira, pois foi observado que o desenvolvimento completo é alcançado em salinidades próximas a da água do mar (região costeira) como *Eriocheir sinensis* (Anger, 1991), *Sesarma reticulatum*, Paula *et al.*, (1992), *Carcinus maenas* (Nagaraj,

1993), *Armases rubripes* (Luppi *et al.*, 2003), *Parasesarma catenata* (Paula *et al.*, 2003), *Ucides cordatus* (Simith & Diele, 2008), *Uca (U.) tangeri* (Spivak & Cuesta, 2009), *Uca (M.) vocator* (Simith *et al.*, 2012).

Também exportam larvas para ambientes de mar aberto outras espécies de braquiúros (McConaugha, 1988; Dittel *et al.*, 1991; Santarosa-Freire, 1998; Queiroga *et al.*, 1994). Essa exportação geralmente é interpretada como sendo uma fuga das salinidades estressantes e/ou das altas densidades de predadores estuarinos (Paula, 1989; Morgan, 1995; Charmantier *et al.*, 2002).

O fato das larvas de *U. (M.) mordax* apresentarem uma estratégia incomum para a maioria das espécies de caranguejos decápodos, mas comum dentre as espécies de *Uca*, pode estar relacionado com as pressões seletivas que estão exercendo uma substancial influência sobre o desenvolvimento larval da espécie. De acordo com Epifanio *et al.*, (1988), o fato de *Rhithropanopeus harrissi*, *Uca* spp. e *Callinectes sapidus* apresentarem estratégias diferenciadas no grau de retenção de suas larvas zoeas, provavelmente está relacionado com as pressões seletivas diferenciadas sob cada uma dessas populações. Apesar das três espécies ocuparem ambientes com salinidade próximo à água potável, estas apresentam padrões de dispersão e recrutamento diferenciados. As larvas de *R. harrisii* são retidas próximos ao habitat do adulto, as larvas de *Uca* spp. se desenvolvem no estuário primário e na plataforma continental adjacente (Lambert & Epifanio, 1982), enquanto que as fêmeas de *C. sapidus*, migram até a desembocadura do estuário para liberar as suas larvas, as quais são transportadas para a região costeira (Epifanio *et al.*, 1984). Segundo Epifanio *et al.*, (1988), a explicação para essas diferenças entre as espécies, está relacionado com a capacidade osmorregulatória das larvas zoeas. Além da capacidade osmorregulatória, Epifanio *et al.*, (1988) relata que as espécies de *Uca* spp. e de *C. sapidus* apresentam uma maior fecundidade do que *R. Harrisii*, dessa forma são capazes de suportar uma maior perda das suas larvas, quando estas são exportadas para a região costeira, onde as condições biológicas são mais favoráveis. Provavelmente, o principal fator que esteja interferindo na comportamento das larvas de *U. (M.) mordax*, esteja relacionado com a capacidade osmorregulatória das larvas, já que os caranguejos *Uca* spp. apresentam uma alta taxa de fecundidade [*Uca (L.) annulipes* = 1.599 ± 842, Litulo,

2004; *Uca (M.) thayeri* = 31.068 ± 11.186 , Costa *et al.*, 2006; *Uca (L.) uruguayensis* = 1.126 a 6.745 ovos, César *et al.*, 2007; *Uca (M.) rapax* = $4.984 \pm 2.493,8$, Costa & Soares-Gomes, 2009].

As larvas são transportadas através de mecanismos físicos como marés, tempestades, ação das correntes dirigidas pelo vento, circulação de Langmuir (circulação de pequena escala na camada superior do mar ou de lagos), propagação de ondas internas, descarga de água continental, gradientes de densidade e por sua capacidade de natação ativa (Norcross & Shaw, 1984; McConaughy, 1988; Rougharden *et al.*, 1988; Shanks, 1988; Sanford *et al.*, 1994; Shanks, 1995). De acordo com Mense *et al.*, (1995), o principal fator que afeta o fluxo larval em estuários de menor porte é o regime de marés, enquanto que nos estuários maiores, a ação dos ventos é o principal fator responsável. No caranguejo *Eriocheir sinensis* um outro padrão é observado: não são as larvas que são transportadas e sim as fêmeas ovígeras que migram para a jusante para eclodirem as suas larvas (Anger, 1991).

Diante do exposto, é provável que as larvas de *U. (M.) mordax* sejam transportadas principalmente por correntes de maré vazante e em menor grau pela sua capacidade de natação. As larvas precisam ser transportadas por cerca de 10,5 Km (Ilha do Araçá) a 13,5 Km (Ilha da Sepultura) até encontrar águas com salinidades favoráveis para o seu desenvolvimento. As larvas quando liberadas no ambiente pelágico podem se dispersar por dezenas e centenas de quilômetros das populações adultas, antes de retornarem e efetivarem o assentamento ou colonizarem novas áreas (Scheltema, 1986; Anger, 2006). De acordo com Anger (1991), após o desenvolvimento completo das larvas de *Eriocheir sinensis* na região costeira, os juvenis podem migrar até 1.000 Km a montante, onde se encontra a população adulta. Já no estudo realizado por Peliz *et al.*, (2007), foi estimado que as larvas zoeas em estágios intermediários podem se dispersar por aproximadamente 60 Km, enquanto que as megalopas mais de 100 Km. Portanto, a distância a ser percorrida pelas larvas de *U. (M.) mordax* dentro da Baía de Guaratuba constitui uma das menores.

Após as larvas zoea de *U. (M.) mordax* mudarem para o estágio de megalopa, cuja duração é estimada em $32,82 \pm 2,57$ (21°C) ou $20,94 \pm 1,98$ (25°C) dias, estas

retornam para o interior do estuário, ou seja, para junto da população parental, e são recrutadas no tapete de alga que cobre o solo da floresta. Após o assentamento, se metamorfoseam para o primeiro estágio da fase juvenil. Como a estratificação na salinidade da água foi discreta na Baía de Guaratuba, fica difícil inferir se as megalopas voltam para as áreas parentais pelas camadas mais profundas do estuário. Entretanto, nos experimentos (v. Cap. I), as megalopas quase sempre ocuparam o fundo dos recipientes de criação.

O assentamento e a metamorfose das megalopas para o primeiro estágio juvenil pode ser induzido por uma vasta gama de fatores físicos, químicos e sinais biológicos, que estão associados ao habitat onde vivem os seus coespecíficos (juvenis e adultos) (Christy, 1989; Jensen, 1989; Gebauer *et al.*, 2002; Diele & Simith, 2007; Simith *et al.*, 2010). Nos trabalhos realizados por Christy (1989) com *Uca (L.) pugilator*, O' Connor & Gregg (1998) com *Uca (M.) pugnax* e por O'Connor & Judge (2004) com *Uca (M.) minax*, foi verificado que as megalopas se metamorfoseam mais rapidamente, na presença de pistas ambientais, características do habitat parental. No presente estudo, o encontro de águas oligosalinas pelas megalopas parece ser essencial para realização da muda para a fase juvenil (v. Cap.I).

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

O ciclo de vida de *Uca (M.) mordax* ocorre integralmente dentro do ambiente estuarino. Após eclosão das larvas que ocorre nas imediações da área de ocorrência da população adulta, elas migram por uma distância de aproximadamente 10,5 a 13,5 Km até os setores mesohalinos da baía (Ilha do Araçá e Ilha da Sepultura), onde a salinidade é favorável para o seu desenvolvimento completo (salinidade 20). Nestes setores sofrem sucessivas ecdises (Z1 a Z5 ou Z6) até atingir o último estágio larval (megalopa) num período de 21-32 dias, retornando para junto da população adulta, para assentar nos tapetes de algas que cobrem o solo da floresta e se metamorfosear no primeiro estágio juvenil. Este muda para substratos inconsolidados quando adquire capacidade para escavar sua própria toca. Após

adquirir força suficiente para cavar solos arenosos compactos, colonizam as margens dos rios e os terrenos onde crescem árvores de restinga (Fig. 13). Portanto, para a conservação das populações de *U. (M.) mordax* é de vital importância a preservação das matas de restinga e margens dos rios que deságuam na Baía de Guaratuba onde vivem os adultos, o corpo d'água onde as larvas sofrem sucessivas mudas, mas, sobretudo os tapetes contínuos de algas vermelhas para o assentamento das megalopas e dos juvenis.

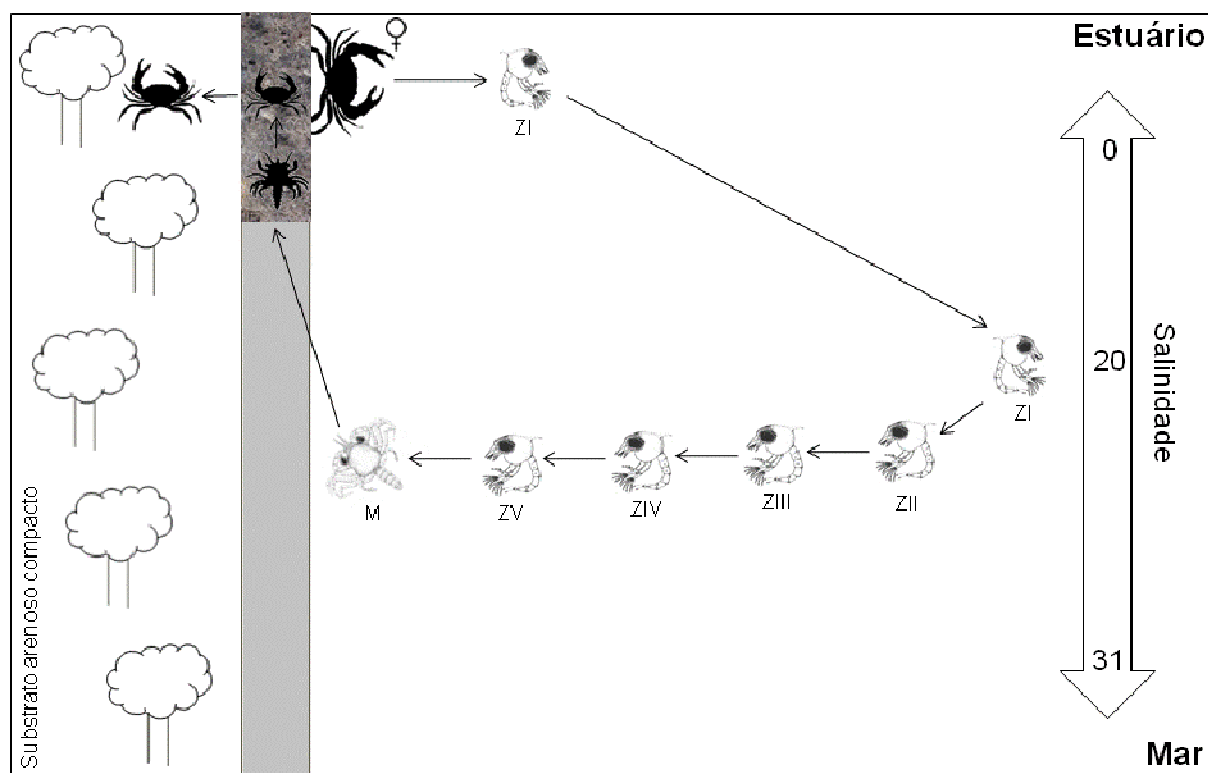


Figura 13. Modelo gráfico provável da estratégia reprodutiva de *Uca (M.) mordax*, dentro da Baía de Guaratuba, Paraná.

7. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abrunhosa, F.A.; Mendes, L.N.; Lima, T.B.; Yamamoto, S.O.; Ogawa, C.Y.; Ogawa, M. 2000. Cultivo do caranguejo terrestre *Cardisoma guanhumi* (Latreille, 1825) do ovo ao estágio juvenil. *Revista Científica de Produção Animal*, 2(2): 190-197.

Anger, K. 1991. Effects of temperature and salinity on the larval development of the Chinese mitten crab *Eriocheir sinensis* (Decapoda: Grapsidae). *Marine Ecology Progress Series*, 72: 103-110.

Anger, K. 2001. The biology of decapod crustacean larvae. *Crustacean Issues*, vol. 14, A.A. Balkema, Lisse, The Netherlands, 419p.

Anger, K. 2003. Salinity as a key parameter in the larval biology of decapod crustaceans. *Invertebrate Reproduction & Development*, 43(1): 29-45.

Anger, K. 2006. Contributions of larval biology to crustacean research: a review. *Invertebrate Reproduction and Development*, 49(3): 175-205.

Anger, K.; Montú, M.; Bakker, C.; Fernandes, L.L. 1990. Larval development of *Uca (Minuca) thayeri* Rathbun, 1900 (Decapoda: Ocypodidae) reared in the laboratory. *Meeresforschung*, 32: 276-294.

Anger, K.; Spivak, E.; Bas, C.; Ismael, D.; Luppi, T. 1994. Hatching rhythms and dispersion of decapod crustacean larvae in a brackish coastal lagoon in Argentina. *Helgolander Meeresunters*, 48: 445-466.

Barnwell, F.H. 1986. Fiddler crabs of Jamaica (Decapoda, Brachyura, Ocypodidae, Genus *Uca*). *Crustaceana*, 50(2): 146-165.

Batista, H.U. 2010. Osmorregulação e ativação do sistema antioxidante por alteração de salinidade nas espécies de caranguejos *Uca maracoani* (Latreille, 1802-1803),

Uca thayeri (Rathbun,1900) e *Uca mordax* (Smith, 1870). Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Paraná (UFPR) - Setor de Ciências Biológicas, Departamento de Pós-Graduação em Zoologia. Curitiba, Paraná. 62pg.

Behum, M.E.; Brodie, R.J.; Staton, J.L. 2005. Distribution of juvenile *Uca pugnax* and *Uca pugilator* across habitats in a South Carolina estuary, assessed by molecular techniques. *Marine Ecology Progress Series*, 288: 211-220.

Beinlich, B.; Von Hagen, H.O. 2006. Materials for a more stable subdivision of the genus *Uca* Leach. *Zoologische Mededelingen*, 80: 9-32.

Bezerra, L.E.A. 2012. The fiddler crabs (Crustacea: Brachyura: Ocypodidae: genus *Uca*) of the South Atlantic Ocean. *Nauplius*, 20(2): 203-246.

Bezerra, L.E.A.; Dias, C.B.; Morais, J.O.; Matthews-Cascon, H. 2009. Distribuição espacial do caranguejo *Uca maracoani* (Latreille 1802-1803) (Brachyura: Ocypodidae) em três manguezais do Nordeste do Brasil. *Revista de Gestão Costeira Integrada*, 2: 1-9.

Boylan, J.M.; Wenner, E.L. 1993. Settlement of brachyuran megalopae in a South Carolina, USA, estuary. *Marine Ecology Progress Series*, 97: 237-246.

Burggren, W.W.; McMahon, B.R. 2009. Biology of the land crabs. Cambridge University Press, United States of America. 479p.

Cervellini, P.M. 2001. Variabilidad en la abundancia y retención de larvas de crustáceos decápodos en el estuario de Bahía Blanca, Provincia de Buenos Aires, Argentina. *Investigaciones Marinas*, 29: 25-33.

César, I.I.; Armendáriz, L.C.; Becerra, R.V. 2007. Fecundity of *Uca uruguayensis* and *Chasmagnathus granulatus* (Decapoda, Brachyura) from the "Refúgio de Vida

Silvestre" Bahía Samborombón, Argentina. *Brazilian Journal of Biology*, 67(4): 749-753.

Charmantier, G.; Giménez, L.; Charmantier-Daures, M.; Anger, K. 2002. Ontogeny of osmoregulation, physiological plasticity, and larval export strategy in the grapsid crab *Chasmagnathus granulata* (Crustacea, Decapoda). *Marine ecology Progress Series*, 229: 185-194.

Chaves, P.T.C.; Vendel, A.L. 1997. Reprodução de *Stellifer rastrifer* (Jordan) (Teleostei, Sciaenidae) na baía de Guaratuba, Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 14(1): 81-89.

Christy, J.H. 1982. Adaptive significance of the semilunar cycles of larval release in fiddler crabs (genus *Uca*): Test of an hypothesis. *Biological Bulletin*, 163: 251-253.

Christy, J.H. 1986. Timing of larval release by intertidal crabs on an exposed shore. *Bulletin of Marine Science*, 39(2): 176-191.

Christy, J.H. 1989. Rapid development of megalopae of the fiddler crab *Uca pugilator* reared over sediment: implications for models of larval recruitment. *Marine Ecology Progress Series*, 57: 259-265.

Christy, J.H.; Morgan, G. 1998. Estuarine immigrations by crab post-larvae: Mechanisms, reliability and adaptive significance. *Marine ecology progress series*, 57: 77-82.

Costa, T.M.; Silva, S.M.J.; Negreiros-Fransozo, M.L. 2006. Reproductive pattern comparison of *Uca thayeri* Rathbun, 1900 and *Uca uruguayensis* Nobili, 1901 (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae). *Brazilian Archives and Technology*, 49(1): 117-123.

Costa, T.; Soares-Gomes, A. 2009. Population and structure biology of *Uca rapax* (Decapoda, Ocypodidae) in a tropical Coastal Lagoon (Itaipu), Southeast Brazil. *Zoologia*, 26(4): 647-657.

Crane, J. 1975. Fiddler crabs of the world. Ocypodidae: Genus *Uca*. New Jersey: Princenton University Press, 736pg.

Cronin, T.W. 1982. Estuarine retention of larvae of the crab *Rhithropanopeus harrisi*. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 15: 207-220.

Cuesta, J.A.; Anger, K. 2005. Larval morphology and salinity tolerance of a land crab from West Africa, *Cardisoma armatum* (Brachyura: Grapsoidea: Gecarcinidae). *Journal of Crustacean Biology*, 25(4): 640-654.

Darwirs, R.R. 1985. Temperature and larval development of *Carcinus maenas* (Decapod) in the laboratory; predictions of larval dynamics in the sea. *Marine Ecology Progress Series*, 24: 297-302

De Vries, M.C.; Forward, R.B.Jr. 1989. Rhythms in larval release of the sublittoral crab *Neopanope sayi* and the supralittoral crab *Sesarma cinereum* (Decapoda: Brachyura). *Marine Biology*, 100: 241-248.

Diele, K.; Simith, D.J.B. 2007. Effects of substrata and conspecific odour on the metamorphosis of mangrove crab megalopae, *Ucides cordatus* (Ocypodidae). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 348: 174-182.

Dittel, A.; Epifanio, C.E. 1982. Seasonal abundance and vertical distribution of crab larvae in Delaware Bay. *Estuaries*, 5(3): 197-202.

Dittel, A.; Epifanio, C.E.; Lizano, O. 1991. Flux of crab larvae in a mangrove creek in the Gulf of Nicoya. Costa Rica. *Estuarine coastal Shelf Science*, 32: 129-140.

Dittel, A.; Epifanio, C.E.; Natunewicz, C. 1996. Predation on mud crab megalopae, *Panopeus herbstii* H. Milne Edwards: effect of habitat complexity, predator species and postlarval densities. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 198(2): 191-202.

Epifanio, C.E.; Little, K.T.; Rowe, P.M. 1988. Dispersal and recruitment of fiddler crab larvae in the Delaware River estuary. *Marine Ecology Progress Series*, 43: 18-188.

Epifanio, C.E.; Valenti, C.C.; Pembroke A.E. 1984. Dispersal and recruitment of blue crab larvae in the Delaware Bay. *Estuarine Coastal Shelf Science*, 18: 1-12.

Ewa-Oboho, I.O. 1993. Substratum preference of the tropical estuarine crabs, *Uca tangeri* Eydoux (Ocypodidae) and *Ocypode cursor* Linne (Ocypodidae). *Hydrobiologia*, 271: 119-127.

Felder, D.L.; Staton, J.L. 1994. Genetic differentiation in trans-Floridian species complexes of *Sesarma* and *Uca* (Decapoda: Brachyura). *Journal of Crustacean Biology*, 14: 191-209.

Fernandes, L.D.A.; Bonecker, S.L.C.; Valentin, J.L. 2002. The Preliminary Dynamic of Decapod Crustacean Larvae in the entrance of Guanabara Bay. *Brazilian Archives of Biology and Technology*, 45: 491-498.

Flores, A.A.V.; Negreiros-Fransozo, M.L. 1999. On the population biology of the mottled shore crab *Pachygrapsus transversus* (Gibbes, 1850) (Brachyura, Grapsidae) in a subtropical area. *Bulletin of Marine Science*, 65(1): 59-73.

Forward, R.B.; Lohmann, K.; Cronin, T.W. 1982. Rhythms in larval release by an estuarine crab (*Rhithropanopeus harrisi*). *Biological Bulletin*, 163: 287-300.

Forward, R.B.; Tankersley, R.A.; Rittschof, D. 2001. Cues for metamorphosis of brachyuran crabs: An overview. *American Zoologist*, 41(5): 1108-1122.

Fransozo, V.; Mortari, R.C.; Benetti, A.S. 2009. Population biology of *Uca mordax* (Smith, 1870) (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae) from the southeastern coast of Brazil. *Estudos de Biologia*, 31(73/74/75): 23-31.

Gebauer, P.; Paschke, K.; Anger, K. 2002. Metamorphosis in a semiterrestrial crab, *Sesarma curacaoense*: intra-and interspecific settlement cues from adult odors. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 268: 1-12.

Gebauer, P.; Paschke, K.; Anger, K. 2003. Delayed metamorphosis in decapod crustaceans: evidence and consequences. *Revista Chilena de Historia Natural*, 76: 169-175.

Gibson, R.N. 2003. Go with the flow: tidal migration in marine animals. *Hydrobiologia*, 503(1/3): 153-161.

González-Gordillo, J.I.; Arias, A.M.; Rodríguez, A.; Drake, P. 2003. Recruitment patterns of decapod crustacean megalopae in a shallow inlet (SW Spain) related to life history strategies. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 56: 593-607.

Grabe, S.A. 2003. Seasonal periodicity of decapod larvae and population dynamics of selected taxa in New Hampshire (USA) coastal waters. *Journal of Plankton Research*, 25(4): 417-428.

Hartnoll, R.G.; Cannicci, S.; Emmerson, W.D.; Fratini, S.; Macia, A.; Mgaya, Y.; Porri, F.; Ruwa, R.K.; Shunula, J.P.; Skov, M.W.; Vannini, M. 2002. Geographic trends in mangrove crab abundance in East Africa. *Wetlands Ecology and Management*, 10: 203-213.

Hays, G.C. 2003. A review of the adaptative significance and ecosystem consequences of zooplankton diel vertical migrations. *Hydrobiologia*, 503(1/3): 163-170.

Herrnkind, W.F. 1968. The breeding of *Uca pugilator* (Bosc) and mass rearing of the larvae with comments on the behavior of the larval and early crab stages (Brachyura, Ocypodidae). *Crustaceana* 2: 214-224.

Icely, J.D.; Jones, D.A. 1978. factors affecting the distribution of the genus *Uca* (crustacean: Ocypodidae) on an East African shore. *Estuarine Coast Marine Science*, 6: 315-328.

Jakobi, H. 1953. Sobre a distribuição da salinidade e do pH na Baía de Guaratuba. *Arquivos do Museu Paranaense*, Curitiba, 10: 3-35.

Jensen, G.C. 1989. Gregarious settlement by megalopae of the porcelain crabs *Petrolisthes cinctipes* (Randall) and *P. eriomerus* Stimpson. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 131: 223-231.

Johnson, D.F. 1985. The distribution of brachyuran crustacean megalopae in the waters of the York river, lower Chesapeake Bay and adjacent shelf: Implications for recruitment. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 20(6): 693-705.

Kassuga, A.D. 2009. Distribuição espacial dos juvenis do caranguejo-do-mangue, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) (Crustacea: brachyura: Ucididae) e a fauna associada às galerias dos adultos nos manguezais de Cabaraquara, Baía de Guaratuba, Paraná, Brasil. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Paraná (UFPR) - Setor de Ciências Biológicas, Departamento de Pós-Graduação em Zoologia. Curitiba, Paraná. 90pg.

Kellmeyer, K.; Salmon, M. 2001. Hatching rhythms of *Uca thayeri* Rathbun: timing in semidiurnal and mixed tidal regimes. *Journal Experimental Marine Biology and Ecology*, 260: 169-183.

Lambert, R.; Epifanio, C.E. 1982. A comparison of dispersal strategies in two genera of brachyuran crab in a secondary estuary. *Estuaries*, 5(3): 182-188.

Levin, L.A.; Bridges, T.S. 1995. Pattern and diversity in reproduction and development, *in*: McEdward, L. (1995). *Ecology of marine invertebrate larvae*. CRC Marine Science Series, 6: 1-48

Litulo, C. 2004. Reproductive aspects of a tropical population of the fiddler crab *Uca annulipes* (H. Milne Edwards, 1837) (Brachyura: Ocypodidae) at Costa do Sol Mangrove, Maputo Bay, southern Mozambique. *Hidrobiologia*, 525: 167-173.

Litulo, C. 2005. Population structure and reproductive biology of the fiddler crab *Uca urvillei* (Brachyura: Ocypodidae) in Maputo Bay (south Mozambique). *Journal of Natural History*, 39: 2307-2318.

Lopes, O.L. 2011. Fauna associada às macroalgas epífitas no manguezal do rio das Garças, Guaratuba, Paraná. Tese. Universidade Federal do Paraná (UFPR) - Setor de Ciências Biológicas, Departamento de Pós-Graduação em Zoologia. Curitiba, Paraná. 166pg.

Luppi, T.; Spivak, E.; Anger, K.; Valero, J. 2002. Patterns and processes of *Chasmagnathus granulata* and *Cyrtograpsus angulatus* (Brachyura: Grapsidae) recruitment in Mar Chiquita Lagoon, Argentina. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 55: 287–297.

Luppi, T.A.; Spivak, E.D.; Bas, C.C. 2003. 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*, 58(3): 575-585.

Maack, R. 1968. Geografia física do Estado do Paraná. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, 350pg.

Masunari, S. 2006. Distribuição e abundância dos caranguejos *Uca* na Baía de Guaratuba, Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 23(4): 901-914.

Masunari, S.; Dissenha, N. 2005. Alometria no crescimento de *Uca mordax* (Smith) (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae) na Baía de Guaratuba, Paraná, Brasil. *Revista Brasileira de Zoologia*, 22(4): 984-990.

McConaughy, J.R. 1988. Export and reinvasion of larvae as regulators of estuarine decapod populations. *American Fisheries Society Symposium*, 3: 90-103.

Melo, G.A.S. 1996. Manual de Identificação dos Brachyuras (caranguejos e siris) do litoral brasileiro. São Paulo: Plêiade, 604pg.

Mense, D.J.; Posey, M.H.; West, T.; Kincheloe, K. 1995. Settlement of brachyuran postlarvae along the North Carolina coast. *Bulletin of Marine Science*, 57(3): 793-806.

Mia, M.DY.; Shokita, S. 2002. Early life history of an estuarine grapsid crab, *Helice leachi* Hess. *Indian Journal of Fisheries*, 49: 23-28.

Miller, K.G.; Maurer, D. 1973. Distribution of the fiddler crabs, *Uca pugnax* and *Uca minax*, in relation to salinity in Delaware Rivers. *Chesapeake Science*, 14: 219-221.

Morgan, S.G. 1992. Predation by planktonic and benthic invertebrates on larvae of estuarine crabs. *Journal Experimental Marine Biology and Ecology*, 163(1): 91-110.

Morgan, S.G. 1995. Life and death in the plankton: larval mortality and adaptation. In: McEdward, L.R. (ed.), *Ecology of Marine Invertebrate Larvae*, 279 - 321. Boca Raton, FL: CRC Press.

Morgan, S.G.; Christy, J.H. 1997. Planktivorous fishes as selective agents for reproductive synchrony. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 209(1-2): 89-101.

Nagaraj, M. 1993. Combined effects of temperature and salinity on the zoeal of the green crab, *Carcinus maenas* (Linnaeus, 1758) (Decapoda: Portunidae). *Scientia Marina*, 57(1): 1-8.

Negreiros-Fransozo, M.L.; Hirose, G.L.; Fransozo, A.; Bolla Jr, E.A. 2009. First zoeal stage and megalopa of *Uca (Uca) maracoani* (Decapoda: Brachyura), with comments on the larval morphology of South-American species of Ocypodidae. *Journal of Crustacean Biology*, 29(3): 364-372.

Nobbs, M. 2003. Effects of vegetation differ among three species of fiddler crabs (*Uca* spp.). *Journal Experimental Marine Biology Ecology*, 284: 41-50.

Norcross, B.L.; Shaw, R.F. 1984. Oceanic and estuarine transport of fish eggs and larvae: a review. *Transactions of the American Fisheries Society*, 113: 153-165.

O'Connor, N.J. 1993. Settlement and recruitment of the fiddler crabs *Uca pugnax* and *Uca pugilator* in a North Carolina, USA, salt marsh. *Marine Ecology Progress Series*, 93: 227-234.

O'Connor, N.J.; Gregg, A.S. 1998. Influence of potential habitat cues on duration of megalopal stage of the fiddler crab *Uca pugnax*. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 18: 700-709.

O'Connor, N.J.; Judge, M.L. 2004. Molting of fiddler crab larvae *Uca minax* megalopae: stimulatory cues are specific to salt marshes. *Marine Ecology Progress Series*, 282: 229-236.

Olmi III, E.J.; Van Montfrans, J.; Lipcius, R.N.; Orth, R.J.; Sadler, P.W. 1990. Variation in planktonic availability and settlement of blue crab megalopae in the York River, Virginia. *Bulletin of Marine science*, 46(1): 230-243.

Paula, J. 1989. Rhythms of larval release of decapod crustaceans in the Mira Estuary, Portugal. *Marine Biology*, 100: 309-312.

Paula, J.; Costlow, J.D.; Scelzo, M.A.; Monroe, R. 1992. Influence of temperature and salinity on the larval development of estuarine decapod crustaceans: *Sesarma reticulatum* Say. 1st European Crustacean Conference, Paris (abstract).

Paula, J.; Mendes, R.N.; Mwaluma, J.; Raedig, C.; Emmerson, W. 2003. Combined effects of temperature and salinity on larval development of the mangrove crab *Parasesarma catenata* Ortman, 1897 (Brachyura: Sesarmidae). *Western Indian Ocean Journal of Marine Science*, 2(1): 57-63.

Pech, D.; Ardisson, P.L.; Bourget, E. 2002. Settlement of a tropical marine epibenthic assemblage on artificial panels: influence of substratum heterogeneity and complexity scales. *Estuarine, Coastal and Shelf Science*, 55: 743-750.

Peliz, A.; Marchesiello, P.; Dubert, J.; Marta-Almeida, M.; Roy, C.; Queiroga, H. 2007. A study of crab larvae dispersal on the western Iberian shelf: physical processes. *Journal of Marine Systems*, 68: 215-236.

Powers, L.W.; Cole, J.F. 1976. Temperature variation in fiddler crab microhabitats. *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*, 21: 141-157.

Queiroga, H. 1995. Processo de dispersão e recrutamento das larvas do caranguejo *Carcinus maenas* (L.). Tese apresentada à Universidade de Aveiro, Portugal, 268p.

Queiroga, H.; Blanton, J. 2005. Interactions between behavior physical forcing in the control of horizontal transport of decapod crustacean larvae. *Advances in Marine Biology*, 47: 107-213.

Queiroga, H.; Costlow, J.D.; Moreira, M.H. 1994. Larval abundance patterns of *Carcinus maenas* (Decapoda, Brachyura) in Canal de Mira (Ria de Aveiro, Portugal). *Marine Ecology Progress Series*, 111: 63-72.

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

Rabalaias, N.N.; Cameron, N. 1983. Abbreviated development of *Uca subcylindrica* reared in the laboratory. *Journal of Crustacean Biology*, 3: 519-541.

Rabalais, N.N.; Cameron, J.N. 1985. The effects of factors important in semi-arid environments on the early development of *Uca subcylindrica*. *Biology Bulletin*, 168: 147-160.

Rieger, P.J. 1996. Desenvolvimento larval de *Uca (Celuca) uruguayensis* Nobili, 1901 (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae), em laboratório. *Nauplius*, 4: 73-103.

Rieger, P.J. 1997. Desenvolvimento larval de *Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870) (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae), em laboratório. *Trabalhos do Instituto Oceanográfico da Universidade Federal de Pernambuco*, 25: 227-267.

Rieger, P.J. 1998. Desenvolvimento larval de *Uca (Minuca) burgersi* Holthuis (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae), em laboratório. *Revista Brasileira de Zoologia*, 15(3): 727-756.

Rosenberg, M.S. 2001. The systematics and taxonomy of fiddler crabs: a phylogeny of the genus *Uca*. *Journal of Crustacean Biology*, 21(3): 839-869.

Roughgarden, J.; Gaines, S.; Possingham, H. 1988. Recruitment dynamics in complex life cycles. *Science*, 241(4872): 1460-1466.

Saigusa, M.; Okochi, T.; Ikei, S. 2003. Nocturnal occurrence, and synchrony with tidal and lunar cycles, in the invertebrate assemblage of a subtropical estuary. *Acta Oecologica*, 24: 191-204.

Sandifer, P.A. 1973. The role of pelagic larvae in recruitment to populations of adults decapod crustaceans in the York River estuary and adjacent lower Chesapeake Bay, Virginia, 1968-1969. *Estuarine and Coastal Marine Science*, 14: 235-257.

Sandifer, P.A. 1975. The role of pelagic larvae in recruitment to populations of adult decapod crustaceans in the York river estuary and adjacent lower Chesapeake Bay, Virginia. *Estuarine and Coastal Marine Science*, 3: 269-279.

Sanford, E.; Bermudez, D.; Bertness, M.D.; Gaines, S. 1994. Flow, food supply and acorn barnacle population dynamics. *Marine Ecology Progress Series*, 104: 49-62.

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

Sastry, A.N. 1983. Ecological aspects of reproduction. 179-269. In: Vernberg & Vernberg (Ed.). *The Biology of Crustacea: Environment adaptations*. New York, Academic Press, Vol. 8, 383p

Scheltema, R.S. 1986. On dispersal and planktonic larvae of benthic invertebrates: an eclectic over view and summary of problems. *Bulletin of Marine Science*, 39(2): 290-322.

Schwamborn, R.; Ekau, W.; Silva, A.P.; Silva, T.A.; Saint-Paul, U. 1999. The contribution of estuarine decapod larvae to marine macrozooplankton communities in Northeast Brazil. *Archive of Fishery and Marine Research*, 47: 167-182.

Shanks, A.L. 1988. Further support for the hypothesis that internal waves can cause shoreward transport of larval invertebrates and fish. *Bulletin of the United States Fish Commission*, 86(4): 703-714.

Shanks, A.L. 1995. Mechanisms of cross-shelf dispersal of larval invertebrates. In: McEdward L (ed) *Ecology of marine larvae*. CRC Press, Boca Raton, pp 323-367.

Shanks, A.L.; Largier, J.; Brink, L.; Brubaker, J. ; Hooff, R. 2002. Observations of meroplankton during a downwelling event and associated intrusion of the Chesapeake Bay estuarine plume. *Journal of Plankton Research*, 24(4): 391-416.

Silva-Falcão, E.C.; Severi, W.; Rocha, A.F. 2007. Dinâmica espacial e temporal de zoeas de *Brachyura* (Crustacea, Decapoda) no estuário do Rio Jaguaribe, Itamaraca, Pernambuco, Brasil. *Iheringia*, 97(4): 434-440.

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

Smith, D.J.B.; Diele, K.; Abrunhosa, F.A. 2010. Influence of natural settlement cues on the metamorphosis of fiddler crab megalopae, *Uca vocator* (Decapoda: Ocypodidae). *Anais da Academia Brasileira de Ciências*, 82(2): 313-321.

Smith, D.J.B.; Souza, A.S.; Maciel, C.R.; Abrunhosa, F.A.; Diele, K. 2012. Influence of salinity on the larval development of the fiddler crab *Uca vocator* (Ocypodidae) as an indicator of ontogenetic migration towards offshore waters. *Helgoland Marine Research*, 66(1): 77-85.

Spivak, E.D.; Cuesta, J.A. 2009. The effect of salinity on larval development of *Uca tangeri* (Eydoux, 1835) (Brachyura: Ocypodidae) and new Windings of the zoeal morphology. *Scientia Marina*, 73(2): 297-305.

Strathmann, R.R. 1982. Selection for retention or export of larvae in estuaries. In: Kennedy VS (ed) Estuarine comparisons. Academic Press, New York, pp 521–535.

Thurman, C.L. 1984. Ecological notes on fiddler crabs of south Texas, With special reference to *Uca subcylindrica*. *Journal of Crustacean biology*, 4(4): 665-681.

Thurman, C.L. 1987. Fiddler crabs (Genus *Uca*) of eastern Mexico (Decapoda, Brachyura, Ocypodidae). *Crustaceana*, 53(1): 94-105.

Thurman, C.L. 1998. Evaporative water loss, corporal temperature and the distribution of sympatric crabs (*Uca*) from South Texas. *Comparative Biochemistry and Physiology*, 119A: 279-286.

Thurman, C.L.; Faria, S.C.; McNamara, J. 2013. The distribution of fiddler crabs (*Uca*) along the coast of Brazil : implications for biogeography of the western Atlantic Ocean. *Marine Biodiversity Records*, 6: 1-21.

Vanhoni, F.; Mendonça, F. 2008. O clima do litoral do estado do Paraná. *Revista Brasileira de Climatologia*, 3: 49-63.

Vernberg, F.J.; Vernberg, W.B. 1970. Lethal limits and the zoogeography of the faunal assemblages of coastal Carolina waters. *Marine Biology*, 6: 26-32.

Warren, J.H. 1990. Role of burrows as refuges from subtidal predators of temperate mangrove crabs. *Marine Ecology Progress Series*, 67: 295-299.

Williams, A.B. 1971. A ten-year study of meroplankton in North Carolina estuaries: annual occurrence of some brachyuran developmental stages. *Chesapeake Science*, 12(2): 53-61.

Yannicelli, B.; Castro, L.R.; Valle-Levinson, A.; Atkinson, L.; Figueroa, D. 2006. Vertical distribution of decapod larvae in the entrance of an equatorward facing bay

of central Chile: implications for transport. *Journal of Plankton Research*, 28(1): 19-37.

Zanlorenzi, D. 2011. A pesca praticada em cevas de tainha (Mugilidae, Teleostei) na extremidade oeste da Baía de Guaratuba, Paraná Brasil. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Paraná (UFPR) - Setor de Ciências Biológicas, Departamento de Pós-Graduação em Zoologia. Curitiba, Paraná. 135pg.

Zar, J.H. 1996. Biostatistical analysis. New Jersey, Prentice-Hall. 662p.

APÊNDICES

Apêndice 1. Rio São João, Baía de Guaratuba, PR. Substratos inspecionados e com registro de juvenis de *Uca (M.) mordax*, ao longo de sua margem.

Mês/Ano	Substratos	Réplicas	Peso (g)	n° de juvenis
Fevereiro/12	Tapete de alga	1	368,85	6
		2	483,00	8
		3	165,40	0
	Substrato lodoso	1	300,00	1
		2	730,00	2
		3	1197,00	4
Dezembro/12	Tapete de alga	1	220,16	5
		2	219,67	14
		3	249,89	4
	Substrato lodoso	1	818,70	4
		2	741,20	1
		3	974,87	1
Janeiro/13	Tapete de alga	1	208,02	2
		2	134,38	1
		3	181,69	3
	Substrato lodoso	1	680,20	0
		2	585,44	2
		3	615,10	6
Fevereiro/13	Tapete de alga	1	257,20	13
		2	249,14	10
		3	257,20	6
	Substrato lodoso	1	736,12	0
		2	755,01	3
		3	758,02	1
Março/13	Tapete de alga	1	241,33	7
		2	261,33	4
		3	266,71	8
	Substrato lodoso	1	798,61	2
		2	780,91	1
		3	751,69	0
Total			14986,84	119

Apêndice 2. Estatística descritiva para juvenis de *Uca (Minuca) mordax* coletados em dois diferentes substratos. N = número de caranguejos coletados ; Min. LC (mm) = largura da carapaça do menor indivíduo coletado; Max. LC (mm) = largura da carapaça do maior indivíduo coletado; Min. CC (mm) = comprimento da carapaça do menor indivíduo coletado; Max. CC (mm) = comprimento da carapaça do maior indivíduo coletado; DP = desvio-padrão.

Substrato	N	Min. LC	Max. LC	Média	DP	Min. CC	Max. CC	Média	DP
Tapete de alga	91	0,84	6,49	2,42	1,64	0,91	4,86	2,00	1,14
Lodoso	28	1,27	11,14	5,49	2,57	1,23	7,69	4,18	1,80

Apêndice 3. Salinidades e temperaturas registradas em três diferentes profundidades (superfície, meia água e fundo), nas quatro estações de coleta de plâncton.

Estações de coleta	Profundidade (m)	Salinidade (‰)	Temperatura (°C)
Rio São João 25°52'03,31"S e 48°43'26,5"W	Superfície	0	20,0
	0,50 (meia água)	0	20,5
	1 (fundo)	0	21,0
Ilha do Capim de Cima 25°51'40,1"S e 48°40'23,8"W	Superfície	12	23,0
	0,50 (meia água)	13	23,0
	1,05 (fundo)	13	23,0
Ilha do Araçá 25°51'16,5"S e 48°37'36,8"W	Superfície	20	22,5
	2,14 (meia água)	20	22,5
	4,28 (fundo)	20	22,0
Ilha da Sepultura 25°51'31,5"S e 48°34'32,3"W	Superfície	25	22,5
	4,10 (meia água)	26	22,5
	8,20 (fundo)	29	22,0