

# **DESENVOLVIMENTO LARVAL DE *UCA (MINUCA) MORDAX* (SMITH, 1870) (CRUSTACEA, DECAPODA, OCYPODIDAE), EM LABORATÓRIO**

**Paulo Juarez RIEGER**

**Laboratório Zoologia Crustacea Decapoda - DCMB - FURG**

## **RESUMO**

Estudou-se o desenvolvimento larval de *Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870) em laboratório, sob o ponto de vista morfológico e sistemático. Foi realizado um experimento envolvendo 100 larvas, oriundas de uma fêmea ovígera, coletada no litoral norte do Estado de São Paulo, Brasil. O desenvolvimento foi efetuado em uma sala climática com temperatura de  $24 \pm 1^\circ\text{C}$ , com salinidade constante de 34‰. As larvas foram mantidas individualmente e o alimento consistiu de rotíferos, *Brachionus plicatillis* nos primeiros estágios e nauplius de *Artemia* sp para os últimos. Constatou-se que o desenvolvimento larval é constituído de 5-6 estágios de zoea e 1 de megalopa. Todos os estágios larvais foram detalhadamente desenhados e descritos. São apresentadas tabelas com os caracteres morfológicos de cada estágio da espécie estudada, comparativamente com os de outras espécies, encontradas na bibliografia, passíveis de serem analisados. O estudo comparativo das formas larvais das espécies do gênero *Uca*, demonstrou que estas apresentam uma grande similaridade de caracteres, cujas identificações específicas somente se viabilizaram com o auxílio de várias estruturas analisadas em conjunto. Por outro lado, entre os gêneros de Ocyopodinae que ocorrem no Brasil, as diferenças são mais conclusivas, podendo ser obtidas pela análise de um pequeno número de caracteres.

**Palavras chave:** Desenvolvimento larval, Crustacea, Decapoda, Ocyopodidae, *Uca (Minuca) mordax*.

## **ABSTRACT**

**Larval development of *Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870) (Crustacea, Decapoda, Ocyopodidae) in the laboratory**

*Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870) was studied in the laboratory under the morphological and systematical stand points. One experiment was carried out involving 100 larvae, derived from one ovigerous female collected in the north coast of the State of São Paulo, Brazil. The experiments were carried out in a climatically controlled room at  $25 \pm 1^\circ\text{C}2$  and steady saltiness of 34‰. The larvae were maintained individually and food consisted of rotifers (*Brachionus plicatillis*) in the first stage and *Artemia* sp in the last stages. *Uca (Minuca) mordax* have 5 or 6 zoeal stages and a megalopa one. All larval stages were drawn and described in detail. Tables where the morphological characteristic of each stage of the studied species were described are also included. They were compared with the other species found in the bibliography

possible of being analized. The comparative studies of the larval forms of each species of *Uca* showed that they presented a great similarity of characteristics whose specific identifications were only possible with the aid of several structures analysed together. In the other hand, the differences among the genera of Ocypodinae occurring in Brazil are more conclusive, and can be obtained by the analyse of a few characteristics.

**Key words:** Larval development, Crustacea, Decapoda, Ocypodidae, *Uca (Minuca) mordax*.

## INTRODUÇÃO

A criação em laboratório de organismos aquáticos, sempre foi obstaculizada pela carência de formas alimentares alternativas que favorecessem os estudos dos desenvolvimentos pós-embrionários, principalmente durante os períodos críticos dos primeiros estágios.

As metodologias de cultivo têm evoluído muito, liberando os pesquisadores da dependência direta das coletas das formas larvais e pós-larvais no plâncton. Como resultado destas, possuímos o aprimoramento das metodologias de cultivo do microcrustáceo *Artêmia* sp., do rotífero *Brachionus plicatilis*, de algas como por exemplo *Tetraselmis* sp., as quais propiciaram excelentes resultados laboratoriais, haja visto o grande número de espécies de Brachyura, Anomura, Dendrobranchiata e Caridea que tiveram seus desenvolvimentos pós-embrionários realizados sob condições controladas, possibilitando a avaliação da influência dos parâmetros ambientais, tais como temperatura, salinidade, além da obtenção de informações sobre os aspectos de cunho morfológico, longevidade, número de estágios, os quais servem como subsídios fundamentais ao desenvolvimento das técnicas de cultivo, nas áreas de pesquisa pura e aplicada, como por exemplo, carcinicultura.

Além das descrições morfológicas das diferentes formas larvais envolvidas na metamorfose dos crustáceos, diversos autores têm se preocupado em diagnosticar os caracteres larvais passíveis de serem utilizados na classificação e filogenia desses animais. Dentre estes, salienta-se o trabalho clássico de Gurney (1942), além de outras publicações mais restritas, porém de grande importância, com as de Williamson (1957, 1982), Van Dover (1982), Van Dover, Factor & Gore (1982) e Hong (1988). Na Infra-Ordem Brachyura deve ser ressaltado o pioneirismo dos trabalhos de Lebour (1928) e Aikawa (1929, 1933, 1937), bem como as importantes considerações sistemáticas e filogenéticas apresentadas por Williamson (1974) e Rice (1980, 1983).

Recentemente, Crane (1975) realizou uma revisão completa de todas as espécies do gênero *Uca*, com considerações sistemáticas, evolutivas e comportamentais. No Brasil, o gênero *Uca* envolve dez espécies distribuídas em quatro subgêneros: *Uca*, *Minuca*, *Boboruca*, e *Celuca*. Tais espécies são: *Uca (Boboruca) thayeri* Rathbun, 1900; *Uca (Uca) maracoani* (Latreille, 1802-1803); *Uca (Minuca) burgersi* Holthuis, 1967; *Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870); *Uca (Minuca) rapax* (Smith, 1870); *Uca (Minuca) vocator* (Herbst, 1804); *Uca (Minuca) victoriana* Hagen, 1987; *Uca (Celuca) cumulanta* Crane, 1943; *Uca (Celuca) leptodactyla* Rathbun, 1898 e *Uca (Celuca) uruguayensis* Nobili, 1901.

Dentre estas, as que tiveram seus estudos larvais estudados em laboratório foram: *Uca pugnax* estudada por Pérez (1980), que estudou o desenvolvimento embrionário e larval de um espécie de *Uca* coletada no mangue de Santos, Estado de São Paulo, identificando-a como *Uca pugnax*. Todavia, como a mencionada espécie só ocorre no hemisfério norte e, segundo Crane (1975), as espécies *Uca salsisitus* e *Uca pugnax brasiliensis*, descritas por Oliveira (1939), estão dentro do gradiente de variação de *Uca rapax*, é bem possível que o material estudado por Pérez (op. cit.) tenha sido identificado incorretamente.

Anger et al. (1990) realizaram o estudo de *Uca thayeri* e recentemente, Rieger (1996) descreveu o desenvolvimento larval de *Uca uruguayensis* Nobili, 1901, e *Uca burgersi* Holthuis, 1967. Excluindo as espécies que ocorrem no litoral brasileiro, as primeiras descrições das formas larvais do gênero *Uca* foram efetuadas por Hyman (1920), que caracterizou todos os estágios de *U. pugilator* (Bosc, 1802), os dois primeiros estágios de zoea de *U. pugnax* (Smith, 1870) e a primeira zoea de *U. minax* (Le Comte, 1855). Novas informações bibliográficas só surgiram com o trabalho de Chhapgar (1956), com as descrições parciais do primeiro estágio de zoea de *U. annulipes* (Milne-Edwards, 1837). A seguir, Hashmi (1968) caracterizou o primeiro e o segundo estágios de zoea de *U. annulipes* (Milne-Edwards, 1837) e de *U. marionis* (Desmarest, 1823), esta última colocada em sinonímia com *U. vocans* (Linnaeus, 1758), por Crane (1975) e, quase concomitantemente, Feest (1969) descreveu o desenvolvimento larval completo de *U. annulipes* (Milne-Edwards, 1837) e *U. triangularis* (A. Milne-Edwards, 1873). Finalmente, Terada (1979) publicou o desenvolvimento larval completo de *U. lactea* (De Haan, 1835) e Rabalais & Cameron (1983), os dois primeiros estágios de zoea de *U. subcylindrica* (Stimpson, 1859). Levando-se em conta as considerações acima citadas e o propósito de contribuir para um melhor conhecimento das formas larvais da fauna braquiurológica do litoral brasileiro, este trabalho tem como objetivos principais: 1. Apresentar o estudo, sob condições de laboratório, do desenvolvimento larval de *Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870). Neste particular, são mencionados os tratamentos oferecidos às larvas, os intervalos de tempo entre as ecdises sucessivas, com a consequente determinação dos estágios e as porcentagens de sobrevivência nas diferentes fases do desenvolvimento. 2. Elaborar as figuras e descrições morfológicas detalhadas de todos os estágios larvais da espécie estudada. 3. Diagnosticar e estabelecer os principais caracteres morfológicos que permitam, a nível larval, as identificações das espécies de *Uca* que ocorrem no Brasil, já estudadas sob este aspecto. 4. Apresentar os principais caracteres morfológicos das zoeas de Ocypodinae, que permitam as identificações dos gêneros que ocorrem no Brasil.

## MATERIAL E MÉTODOS

*Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870) (Fig. 1), apresenta sua distribuição geográfica no Atlântico Ocidental: Golfo do México, América Central, norte da

América do Sul, Guianas e Brasil (do Pará até São Paulo); é encontrada na margem de riachos e manguezais, sendo que as populações com maior número de indivíduos se estabelecem acima do nível dos manguezais, onde a água é praticamente doce; próximo às praias encontram-se poucos indivíduos (Melo, 1996). Segundo Crane (1975), esta espécie é muito próxima de *Uca (Minuca) burgersi*, da qual invariavelmente pode ser distinguida somente pela persistente presença de cerdas cobrindo completamente os própodos do segundo e terceiro apêndices ambulatórios, em ambos os sexos. Os exemplares utilizados no presente projeto foram coletados manualmente no mangue localizado na desembocadura do Rio Grande, Ubatuba, litoral norte do Estado de São Paulo. Após as coletas, as fêmeas ovigeras foram colocadas em caixas de isopor, transportadas para o laboratório e mantidas isoladas em aquários com aproximadamente 10 litros de água do mar, de salinidade 34‰, continuamente aerada. Os aquários foram colocados em uma câmara climática com temperatura constante de  $25 \pm 1^{\circ}\text{C}$ , sob fotoperiodismo natural e observados várias vezes ao dia, até a constatação da eclosão das larvas. Após a eclosão, as larvas (zoeas I), destinadas aos estudos do desenvolvimento pós-embryonário, foram atraídas por um foco de luz, removidas do aquário com o auxílio de um conta-gotas e individualizadas em placas de Petri de 20 ml, providas de água do mar previamente filtrada e aerada, sob as mesmas condições de temperatura, fotoperíodo e salinidade em que eclodiram. Foi realizado cultivo de 100 zoeas, que se destinaram aos estudos do desenvolvimento larval propriamente dito, para a determinação do número e duração dos estágios em cada um dos espécimes, além da obtenção do material para suas respectivas descrições morfológicas. A preparação da água do mar utilizada nos cultivos, consistiu na sua filtragem através de um filtro de carvão ativado, com o acréscimo de 0.2 g de Penicilina G-Potássica cristalina (Benzil Penicilina Potássica) de 5.000.000 de unidades por litro. Paralelamente, como fonte de alimento às zoeas, foram realizados cultivos de algas do gênero *Tetraselmis* e do rotífero *Brachionus plicatillis*, cujos inóculos iniciais foram gentilmente cedidos pelo Laboratório de Maricultura da Fundação Universidade do Rio Grande, RS., e pelo Instituto de Pesca do Estado de São Paulo. As placas contendo as larvas foram diariamente observadas para constatação da mortalidade e verificação da ocorrência de exúvias, com a consequente determinação das mudanças de estágio. A seguir, procedeu-se à troca de água das placas e introdução do alimento que consistiu de algas e rotíferos para os dois primeiros estágios de zoea, acrescidos de nauplius recém-eclodidos de *Artemia* sp. a partir do terceiro. Os indivíduos mortos e as exúvias de cada estágio, foram fixados e conservados em uma mistura de álcool etílico 96% e glicerina, na proporção de 1:1. Os desenhos, medidas e as descrições morfológicas das zoeas e megalopas, bem como de todos os seus apêndices, foram efetuados com o auxílio de um microscópio óptico "Zeiss", equipado com câmara clara e ocular micrométrica, a partir de exúvias e animais mortos conservados. Para cada estágio do desenvolvimento, tais estudos foram efetuados em cerca de 10 indivíduos. Na apresentação dos resultados, figuras e tabelas

foram adotados os seguintes símbolos para os diferentes estágios: I - primeiro estágio de zoea; II - segundo estágio de zoea; III - terceiro estágio de zoea; IV - quarto estágio de zoea; V - quinto estágio de zoea, que originou a zoea VI; V<sub>1</sub> - quinto estágio de zoea, que originou diretamente o estágio de megalopa; VI - sexto estágio de zoea; M<sub>1</sub> - estágio de megalopa oriundo de zoea V<sub>1</sub>; M<sub>2</sub> - estágio de megalopa oriundo de zoea VI. Na apresentação das descrições morfológicas e tabelas, os números colocados entre parênteses significam valores alternativos, de menor ocorrência na estrutura mencionada. A cultura das larvas no laboratório foi realizada, em linhas gerais, segundo as metodologias indicadas por Fransozo (1982), Rodrigues (1982), Brossi-Garcia (1984), Negreiros-Fransozo (1984), Rieger (1986, 1992) e Christiansen & Yang (1976). A terminologia adotada, baseia-se nas utilizadas por Costlow & Bookhout (1959), Wear (1967), Christiansen (1973), Narchi (1973), Rodrigues (1976), Fransozo & Hebling (1982), Hebling *et al.* (1982), Hong, (1988), Rieger (1992) e Rieger & Hebling (1993). Os trabalhos de laboratório foram efetuados no Departamento de Zoologia, Instituto de Biociências, Campus de Rio Claro, da Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho". Os exemplares encontram-se depositados na coleção do Museu de Zoologia do Laboratório de Zoologia Crustacea Decapoda da Fundação Universidade do Rio Grande, sob os números 509 à 515 e 527.

## RESULTADOS

### Considerações gerais

Todas as fêmeas ovigeras utilizadas neste trabalho foram coletadas entre os meses de novembro e fevereiro, concordando com o período em que as temperaturas são geralmente mais elevadas.

Nas primeiras fases do desenvolvimento embrionário, os ovos apresentam uma coloração geral roxa. Com o gradual consumo do vitelo, pelo embrião, os ovos vão se tornando cada vez mais claros e transparentes, até atingirem uma coloração cinza, nos dias que antecedem a eclosão. A visualização do pigmento escuro do olho da larva, através da membrana envoltória do ovo, constitui-se em uma das melhores evidências do final do desenvolvimento embrionário e da iminência da eclosão.

A desova das fêmeas é total e não foi observado o estágio de pré-zoea.

O desenvolvimento larval de *Uca mordax* é constituído por 5 ou 6 estágios de zoea e um de megalopa. Das 59 megalopas obtidas em laboratório, 25 passaram por 5 estágios de zoea (megalopas M<sub>1</sub>) e 34 passaram por 6 (megalopas M<sub>2</sub>). No cultivo de larvas isoladas de *Uca mordax* as durações e sobrevivências dos estágios do desenvolvimento larval são apresentadas na Tabela I.

## Morfologia dos estágios larvais

### Zoea I (Figuras 2-I a 9-I)

Carapaça (Fig. 2-I): globosa com um espinho rostral e um dorsal. O comprimento do espinho dorsal corresponde a aproximadamente 3/4 do rostral. Os olhos são sésseis. O abdome (Fig. 3-I) é constituído por 5 somitos, desprovidos de apêndices. O segundo, terceiro, quarto e quinto somitos abdominais apresentam no dorso 1 par de pequenas cerdas lisas na margem posterior mediana. O segundo e o terceiro somitos abdominais apresentam 1 par de pequenos espinhos laterais. As margens pôsterior-laterais do quarto e quinto somitos abdominais terminam em pequenas projeções espiniformes. O sexto somito abdominal é fundido ao telso. O telso (Fig. 3-I) apresenta 6 cerdas plumosas, dispostas simetricamente 3 a 3, de cada lado de um entalhe mediano, em sua margem interna.

Antênula (Fig. 4A-I): não segmentada, cônica, com 2 a 3 estetos e 0,1,2 cerdas lisas.

Antena (Fig. 4B-I): protopodito provido de 1 processo espinhoso com 2 fileiras de pequenos espinhos. Exopodito com comprimento mais ou menos equivalente a 1/4 do protopodito, possuindo 3 cerdas lisas apicais de diferentes tamanhos, sendo 1 muito curta.

Mandíbula (Fig. 5-I): processo incisivo com 4 projeções dentiformes, de tamanhos aproximados. Processo molar com forma cilíndrica provido de 3(4) cristas denteadas.

Maxilula (Fig. 6-I): endopodito bisegmentado, com 4 cerdas plumosas no segmento distal. Enditos basal e coxal com 5 cerdas plumosas. Protopodito liso.

Maxila (Fig. 7-I): exopodito (escafognatito) com 4 cerdas plumosas proximais e 1 distal. Endopodito com 2 cerdas plumosas distais e 1 subdistal. Endito basal com 4 cerdas plumosas no lobo distal e 5 no proximal. Endito coxal com 3 cerdas plumosas no lobo distal e 4(3) no proximal.

Primeiro maxilípede (Fig. 8-I): basipodito com 9 cerdas lisas na margem interna. Endopodito pentasegmentado com, respectivamente, 2,2,1,2,5 cerdas lisas, do segmento proximal para o distal. Exopodito com 4 longas cerdas plumosas natatórias.

Segundo maxilípede (Fig. 9-I): basipodito com 4 cerdas lisas na margem interna. Endopodito trisegmentado com 0,0,5 cerdas (1 plumosa e 4 lisas) do segmento proximal para o distal. Exopodito com 4 longas cerdas plumosas natatórias.

### Zoea II (Figuras 2-II a 9-II)

Com forma geral semelhante à da zoea I. A carapaça (Fig. 2-II) apresenta 1 minúscula cerda plumosa, de cada lado, na região pôstero-ventral. Os olhos são ligeiramente pedunculados. O abdome (Fig. 3-II) ainda é pentasegmentado, com as mesmas estruturas que ocorrem na zoea I, mas com o acréscimo de 1 pequena cerda plumosa, na região mediana-dorsal do primeiro somito abdominal. As margens pôstero-laterais do segundo, terceiro, quarto e quinto somitos abdominais terminam em pequenas projeções espiniformes. O telso (Fig. 3-II) apresenta os ramos da furca mais alongados mas com o mesmo número de cérdas que ocorrem na zoea I.

Antênula (Fig. 4A-II): não segmentada, cônica, com 3(4) estetos e 0,1,2 cerdas lisas.

Antena (Fig. 4B-II): semelhante à zoea I.

Mandíbula (Fig. 5-II): semelhante a zoea I, porém com 5 projeções dentiformes no processo incisivo.

Maxilula (Fig. 6-II): endopodito bisegmentado com 4 cerdas plumosas no segmento distal. Endito basal com 7 cerdas plumosas e endito coxal com 5 cerdas plumosas. Protopodito com 1 cerda plumosa.

Maxila (Fig. 7-II): exopodito com 5 cerdas plumosas proximais e 3 distais. Endopodito com 2 cerdas plumosas distais e 1 subdistal. Endito basal com 4 cerdas plumosas no lobo distal e 5 no proximal. Endito coxal com 3 cerdas plumosas no lobo distal e 4 no proximal.

Primeiro maxilípede (Fig. 8-II): basipodito e endopodito semelhantes aos do estágio anterior. Exopodito com 7 longas cerdas plumosas natatórias.

Segundo maxilípede (Fig. 9-II): basipodito e endopodito semelhantes aos do estágio anterior. Exopodito com 6 longas cerdas plumosas natatórias.

### Zoea III (Figuras 2-III a 9-III)

Carapaça (Fig. 2-III) com forma geral semelhante à da zoea II, mas com 3 pequenas cerdas plumosas, de cada lado, na região pôstero-ventral. Os olhos são pedunculados. O abdome (Fig. 3-III) apresenta o sexto somito individualizado proporcionalmente menor que os outros. Os espinhos das margens pôstero-laterais do segundo, terceiro, quarto e quinto somitos abdominais apresentam-se mais pronunciados. O telso (Fig. 3-III) apresenta os ramos da furca mais alongados e em sua margem interna sustenta 8 cerdas plumosas, dispostas simetricamente 4 a 4.

Antênula (Fig. 4A-III): semelhante ao do estágio anterior, com 4 estetos e 0(1) cerda lisa.

Antena (Fig. 4B-III): protopodito e exopodito semelhantes aos dos estágios anteriores. O endopodito começa a se diferenciar sob a forma de uma pequena saliência.

Mandíbula (Fig. 5-III): processo incisivo com 6(5) projeções dentiformes, de tamanhos aproximados. Processo molar irregular constituído por 4(5) pequenos dentes.

Maxilula (Fig. 6-III): semelhante ao do estágio anterior.

Maxila (Fig. 7-III): endopodito e enditos semelhantes aos do estágio anterior. Exopodito com 7 cerdas plumosas proximais e 3 distais.

Primeiro maxilípede (Fig. 8-III): basipodito semelhante ao do estágio anterior. Endopodito pentasegmentado com, respectivamente, 2,2(3),1,2,6 cerdas simples, do segmento proximal para o distal. Exopodito com longas cerdas plumosas natatórias.

Segundo maxilípede (Fig. 9-III): basipodito e endopodito semelhantes aos do estágio anterior, com o mesmo número de cerdas. Exopodito com 8 longas cerdas plumosas natatórias.

#### Zoea IV (Fig. 2-IV a 9-IV)

Carapaça (Fig. 2-IV) com forma geral semelhante aos estágios anteriores. A região pôstero-ventral apresenta 4 cerdas plumosas pequenas de cada lado. Os olhos são pedunculados. O abdome (Fig. 3-IV) apresenta as projeções das margens pôstero-laterais do segundo, terceiro, quarto e quinto somitos mais desenvolvidas. Na região mediana dorsal do primeiro somito abdominal ocorrem 1(3) cerdas plumosas. O telso (Fig. 3-IV) é semelhante ao do estágio anterior, com o mesmo número de cerdas plumosas. É neste estágio do desenvolvimento pós-embionário que surgem os rudimentos do terceiro maxilípede, dos pereiópodos e dos pleópodos sob a forma de pequenos bulbos.

Antênula (Fig. 4A-IV): com a forma geral semelhante à do estágio anterior mas com 5(6) estetos dispostos em dois níveis.

Antena (Fig. 4B-IV): com protopodito e exopodito semelhantes aos dos estágios anteriores. O endopodito apresenta-se sob a forma de um bulbo com comprimento equivalente ao do exopodito.

Mandíbula (Fig. 5-IV): processo incisivo com 6(7) projeções dentiformes, de tamanhos aproximados. Processo molar semelhante ao do estágio anterior.

Maxilula (Fig. 6-IV): endopodito semelhante ao do estágio anterior. Endito basal com 10 cerdas plumosas e endito coxal com 5(6). Protopodito com 2 cerdas plumosas.

Maxila (Fig. 7-IV): exopodito com 9(10,13,14) cerdas plumosas proximais e 4 distais. Endopodito semelhante ao do estágio anterior. Endito basal com 5(6) cerdas plumosas no lobo distal e 5 no proximal. Endito coxal com 4(5) cerdas plumosas no lobo distal e 4 no proximal.

Primeiro maxilípede (Fig. 8-IV): basipodito semelhante ao do estágio anterior. Endopodito pentasegmentado com, respectivamente, 2,3(2),1(2),2 e 6 cerdas simples do segmento proximal para o distal. Exopodito com 10(9) longas cerdas plumosas natatórias.

Segundo maxilípede (Fig. 9-IV): basipodito e endopodito inalterados quanto ao número de segmentos e cerdas. Exopodito com 10(9) longas cerdas plumosas natatórias.

#### Zoea V (Figuras 2-V a 9-V)

Carapaça (Fig. 2-V) com forma geral semelhante aos estágios anteriores. Na região pôstero-ventral apresenta de 7 a 9 cerdas plumosas pequenas, de cada lado. Os olhos são bem pedunculados. O abdome (Fig. 3-V) apresenta as projeções das margens pôstero-laterais do segundo, terceiro, quarto e quinto somitos semelhantes às do estágio anterior. Na região mediana dorsal do primeiro somito ocorrem 3(4) cerdas plumosas. O telso (Fig. 3-V) é semelhante ao do estágio anterior. No sexto somito abdominal surge 1 par de urópodos, ainda rudimentares.

Antênula (Fig. 4A-V): semelhante à do estágio anterior, com 6(7) estetos, dispostos em dois níveis.

Antena (Fig. 4B-V): com as mesmas estruturas do estágio anterior, mas o endopodito desenvolve-se bastante, adquirindo um comprimento equivalente ao triplo do exopodito.

Mandíbula (Fig. 5-V): processo incisivo com 7 projeções dentiformes de tamanhos aproximados. Processo molar semelhante ao do estágio anterior. O palpo mandibular surge neste estágio, ainda na forma rudimentar.

Maxilula (Fig. 6-V): endopodito semelhante ao do estágio anterior. Endito basal com 10(11,12) cerdas plumosas e endito coxal com 6(7). Protopodito com 2 cerdas plumosas.

Maxila (Fig. 7-V): exopodito com 19(20,21,25) cerdas plumosas marginais. Endopodito semelhante ao do estágio anterior. Endito basal com 6 cerdas

plumosas no lobo distal e 6(7) no proximal. Endito coxal com 5 cerdas plumosas no lobo distal e 5(6) no proximal.

Primeiro maxilípede (Fig. 8-V): basipodito semelhante ao do estágio anterior. Endopodito pentasegmentado com, respectivamente, 2,3,2,2 e 6 cerdas simples ou ligeiramente plumosas, do segmento proximal para o distal. Exopodito com 10(11) longas cerdas plumosas natatórias.

Segundo maxilípede (Fig. 9-V): basipodito e endopodito inalterados quanto ao número de segmentos e cerdas. Exopodito com 10(11) longas cerdas plumosas natatórias.

#### Zoea VI (Figuras 2-VI a 9-VI)

Carapaça (Fig. 2-VI) com forma geral semelhante aos estágios anteriores, possuindo 13 a 18 cerdas plumosas de cada lado, na região pôstero-ventral. Os olhos são bem pedunculados. O abdome (Fig. 3-VI) é bastante semelhante ao do estágio anterior, mas com 5 cerdas plumosas na região mediana dorsal do primeiro somito abdominal. Os pleópodos e urópodos são rudimentares mas com início de diferenciação dos lobos correspondentes ao exopodito e endopodito. Os pleópodos são em número de 4 pares, localizados ventralmente, do segundo ao quinto somitos abdominais e o par de urópodos no ventre do sexto. O telso (Fig. 3-VI) é semelhante ao do estágio anterior. O terceiro maxilípede e os pereiópodos ainda são rudimentares mas um pouco mais desenvolvidos que na zoea V.

Antênula (Fig. 4A-VI): cônica, bisegmentada, provida de 8(9) estetos, dispostos em três níveis com, respectivamente, 1(2),3 e 4, da região proximal para a distal.

Antena (Fig. 4B-VI): com as mesmas estruturas do estágio anterior, mas o endopodito bisegmentado ultrapassando o comprimento do processo espinhoso do protopodito.

Mandíbula (Fig. 5-VI): processo incisivo com 7 projeções dentiformes, de tamanhos aproximados. Processo molar semelhante ao do estágio anterior. O palpo mandibular apresenta-se bisegmentado, com o segmento terminal liso.

Maxilula (Fig. 6-VI): endopodito semelhante ao do estágio anterior. Endito basal com 13(14,15,17) cerdas plumosas e endito coxal com 8(9). Protopodito com 2 cerdas plumosas.

Maxila (Fig. 7-VI): exopodito com 28(25,26,27) cerdas plumosas marginais. Endopodito semelhante ao do estágio anterior. Endito basal com 7(6) cerdas plumosas no lobo distal e 8(7,9) no proximal. Endito coxal com 6(7) cerdas plumosas no lobo distal e 8(9,10) cerdas plumosas no proximal.

Primeiro maxilípede (Fig. 8-VI): basipodito e endopodito semelhantes aos do estágio anterior. Exopodito com 11 (12) longas cerdas plumosas natatórias.

Segundo maxilípede (Fig. 9-VI): basipodito e endopodito semelhantes aos do estágio anterior. Exopodito com 11(12) longas cerdas plumosas natatórias.

#### Megalopa (Figuras 2-M a 9-M e 10)

Carapaça (Fig. 2-M) subretangular, dorsalmente convexa, com a largura equivalente a 3/4 do comprimento. Na região dorsal apresenta minúsculas cerdas esparsas e, nas regiões pôstero-laterais e posterior, pequenas cerdas plumosas dispostas regularmente nas margens. O rostro é pequeno, não ultrapassando o terceiro segmento do pedúnculo antenal, lateralmente achatado e defletido ventralmente. Os olhos são pedunculados. É neste estágio que se diferenciam os 5 pares de pereiópodos, o terceiro maxilípede, os pleópodos e o urópodo, além de 5 pares de brânquias assim distribuídas: 1 par de pleurobrânquias no somito correspondente ao segundo pereiópodo, 2 pares de atrobrânquias nos primeiros pereiópodos, 1 par de atrobrânquias no terceiro maxilípede e 1 provável par de bulbos de podobrânquias no segundo maxilípede. O abdome (Fig. 3-M) tem o comprimento equivalente a 9/10 da carapaça e é constituído por 6 somitos mais o telso. Todos os somitos são mais largos que longos e providos de cerdas lisas no dorso. O quinto somito abdominal apresenta as projeções pôstero-laterais com comprimento equivalente ou ligeiramente maior que o sexto. O telso (Fig. 3-M) é bastante modificado em relação ao dos estágios de zoea. Sua forma é subretangular, com a margem posterior convexa. Apresenta pequenas cerdas lisas dorsais, 2 cerdas plumosas laterais e 2 plumosas distais.

Antênula (Fig. 4A-M): com o segmento basal bem desenvolvido, provido de 3(2) cerdas plumosas. Pedúnculo bisegmentado, com uma cerda plumosa no segmento basal. Endopodito (flagelo ventral) rudimentar, não segmentado, com 2 cerdas plumosas. Exopodito (flagelo dorsal) trisegmentado, com o segmento proximal liso, e segundo com 8(7) estetos e o terceiro com 5(4) estetos e 1 cerda lisa.

Antena (Fig. 4B-M): pedúnculo antenal constituído por 3 segmentos, cada um com 1 cerda lisa. Flagelo antenal composto por 7 segmentos com, respectivamente, 0,1(0),1(0), 1(2),4(3),2(1) e 2(3) cerdas lisas, do proximal para o distal.

Mandíbula (Fig. 5-M): provida de uma lâmina cortante bem quitinizada, com as margens lisas. Palpo bisegmentado, com 4 cerdas plumosas no segmento distal.

Maxilula (Fig. 6-M): endopodito bisegmentado com 1 cerda plumosa distal e 1(0) cerda lisa na região mediana do segmento basal. Endito basal com 19(18) cerdas plumosas e endito coxal com 15(14). Protopodito com 2 longas cerdas plumosas.

Maxila (Fig. 7-M): exopodito com 43 a 49 cerdas plumosas marginais. Endopodito não segmentado, com a extremidade distal lisa. Endito basal com 8(7) cerdas plumosas no lobo distal e 7 no proximal. Endito coxal com 7(6) cerdas plumosas no lobo distal e 14(12,13) no proximal.

Primeiro maxilípede (Fig. 8-M): endito coxal com 6 a 9 cerdas plumosas e endito basal com 7 a 9. Endopodito não segmentado com 4 cerdas plumosas distais e 1 cerda lisa subdistal. Exopodito bisegmentado, com 3 cerdas plumosas no segmento distal e 3 no proximal. Epipodito com 6 longas cerdas lisas.

Segundo maxilípede (Fig. 9-M): endopodito tetrasegmentado com, respectivamente, 1,4 e 6(7,8) cerdas plumosas, do segmento proximal para o distal. Exopodito bisegmentado com 4 cerdas plumosas no segmento distal e 1 cerda lisa no proximal. Epipodito unilobulado com 1 pequena cerda plumosa distal. Protopodito com um pequeno bulbo basal que corresponde, provavelmente, ao primórdio da podobrânquia.

Terceiro maxilípede (Fig. 9-M'): endopodito pentasegmentado com, respectivamente, 12(11),6(7),2(3),5(4,6) e 6 cerdas plumosas, do segmento proximal para o distal. Exopodito bisegmentado com 0(1) cerda plumosa no segmento proximal e 4 no distal. Protopodito com 5(6) cerdas plumosas. Epipodito com 6(5) cerdas plumosas e 13 a 15 longas cerdas lisas. Nas proximidades da base do protopodito, diferencia-se uma artrobrânquia lamelar.

Pereiópodos (Fig. 10A - P<sub>1</sub> a P<sub>5</sub>): quelípodos (P<sub>1</sub>) simétricos, com os segmentos providos de pequenas cerdas lisas esparsas. Dedos desprovidos de dentes ou espinhos na margem interna. Parcialmente articulados ao quelípodo, diferenciam-se 2 artrobrâncias lamelares. Segundo, terceiro, quarto e quinto pereiópodos (P<sub>2</sub> a P<sub>5</sub>) bastante semelhantes na estrutura geral e recobertos por pequenas cerdas lisas esparsas. O quinto pereípodo apresenta ainda 3 longas cerdas unciformes, na região ventral do dáctilo.

Pleópodos (Fig. 10B - Pl<sub>2</sub> a Pl<sub>5</sub>): em número de 4 pares (Pl<sub>2</sub> a Pl<sub>5</sub>), localizados ventralmente, do segundo ao quinto somitos abdominais, com uma redução em tamanho do par anterior para o posterior. Seus exopoditos apresentam, respectivamente, 16(17),15(16),14(15),13(12,14) longas cerdas plumosas, do par anterior para o posterior. Seus endopoditos possuem 3 cerdas unciformes, na região distal.

Urópodos (Fig. 10B - U): menores que os pleópodos, desprovidos de endopodito, com 7(8) longas cerdas plumosas no exopodito e 1 no protopodito.

## DISCUSSÃO E CONCLUSÃO

A busca de caracteres taxonômicos que possam viabilizar de forma afirmativa as diferenciações intraespecíficas e interespecíficas levam sempre a procurar novas alternativas científicas que nos permitam concretizar esta ideia. Desta forma, os estudos dos desenvolvimentos pós-embryonários em laboratório têm servido como subsídio fundamental para a elucidação destes. Além das descrições morfológicas das diferentes formas larvais envolvidas na metamorfose dos crustáceos, diversos autores têm se preocupado em diagnosticar os caracteres larvais passíveis de serem utilizados na classificação e filogenia desses animais. Dentre estes, salienta-se o trabalho clássico de Gurney (1942), além de outras publicações mais restritas, porém de grande importância, como as de Williamson (1957, 1982), van Dover (1982), van Dover, Factor & Gore (1982) e Hong (1988). Na infraordem Brachyura deve ser ressaltado o pioneirismo dos trabalhos de Lebour (1928) e Aikawa (1929, 1933, 1937), bem como as importantes considerações sistemáticas e filogenéticas apresentadas por Williamson (1974) e Rice (1980, 1983). Segundo Rice (1980) os Brachyura constituem o ápice da evolução dos crustáceos, com uma organização corporal altamente complexa, mas facilmente reconhecida na grande maioria das espécies. Todavia, dentro deste restrito plano anatômico geral, os Brachyura apresentam uma espantosa variedade de formas corporais, adaptadas a diferentes modos de vida e habitats. Guinot (1978), ao apresentar uma nova classificação evolutiva dos Brachyura, salienta o valor taxonômico da anatomia dos órgãos sexuais, em função de sua pequena dependência às pressões transformadoras exercidas pelo meio. Nestas condições, desde que a classificação do grupo tem sido amplamente baseada em caracteres afetados por tais especializações, muitos problemas taxonômicos são oriundos das dificuldades de reconhecimento das convergências e radiações adaptativas. Contudo, as especializações dos adultos não se refletem no desenvolvimento larval que, com poucas exceções, passa por um certo número de estágios de zoea, adaptados a viver em um meio aquático relativamente uniforme. Desta forma, uma classificação baseada nos estágios de zoea deveria ser totalmente livre das dificuldades inerentes aos dos adultos o que, na prática, não ocorre. De acordo com Rice (1983), apesar de existirem casos em que os caracteres larvais foram utilizados para separar espécies, gêneros e mesmo famílias e outros em que a posição taxonômica de uma espécie foi esclarecida pelo estudo larval, existem poucos exemplares onde a classificação das categorias taxonômicas mais elevadas tenha sido significativamente afetada pela consideração dos estágios larvais. A este respeito, Williamson (1982) afirma que as larvas não são nem mais nem menos difíceis de serem separadas do que os adultos, um fato que é interpretado como uma indicação de que a seleção tem atuado em todos os estágios da ontogenia dos decápodes, desde o ovo até o adulto. Consequentemente, torna-se justo e legítimo discutir as relações filogenéticas de nauplius, zoeas e megalopas da mesma maneira que nos crustáceos adultos, embora a virtual ausência de larvas fósseis constitua uma limitação a tais estudos. Todavia, mesmo na ausência de

material fóssil, Rice (1983) afirma que o estudo das zoeas pode indicar linhas filogenéticas, dependendo, obviamente, da identificação correta dos caracteres primitivos e derivados. Por outro lado, segundo este mesmo autor, as tendências evolutivas nas zoeas de Eubrachyura indicam que as mais evoluídas apresentam uma redução nos espinhos, cerdas e segmentação, quando comparadas com as formas mais primitivas. Contudo, tais tendências, que são presumivelmente associadas com uma exploração mais eficiente do ambiente pelágico, podem ocorrer independentemente, uma vez que os estágios de zoea, como os adultos, também são passíveis de convergências. Apesar de todas estas dificuldades de cunho filogenético, oriundas inclusive do curto período em que têm sido consideradas e dos poucos trabalhos direcionados a este tipo de estudo, as pesquisas sobre larvicultura dos crustáceos têm contribuído substancialmente nas identificações e levantamentos das formas larvais de regiões geográficas mais limitadas, no auxílio ao entendimento da classificação baseada nos adultos, sobretudo das categorias sistemáticas inferiores e no fornecimento de importantes subsídios para o desenvolvimento de uma tecnologia voltada para a carcinicultura das espécies de valor econômico. No que se refere ao número de estágios larvais envolvidos no desenvolvimento dos Brachyura, a bibliografia existente indica que há uma enorme variabilidade, de acordo com a espécie ou grupo considerado. Assim, enquanto a grande maioria das espécies estudadas de Majidae se caracteriza por apresentar somente dois estágios de zoea, outras famílias envolvem uma considerável variação genética, específica ou mesmo intraespecífica, como constatado por Broad (1957), Costlow (1965), Provenzano & Dobkin (1962), Provenzano (1962, 1968), Kircher (1970), Heegard (1971), Christiansen (1973), Saint-Laurent (1979), Terada (1979), Fransozo (1982), Rodrigues & Hebling (1989), Rieger & Hebling (1993), Hebling & Mansur (1995), Rieger (1996). Por outro lado, de acordo com Warner (1977), a supressão completa da vida larval nos Brachyura marinhos é muito rara, ocorrendo somente em uns poucos gêneros de Dromiidae e Majidae, enquanto que nos animais de água doce constitui a regra geral. Como a duração do desenvolvimento larval depende não somente do número de estágios mas também de outros fatores intrínsecos e ambientais, diversos autores têm analisado a influência dessas variáveis na metamorfose, sobretudo a temperatura, salinidade e alimentação. Dentre os inúmeros trabalhos que tratam do assunto podem ser citados os de Costlow, Bookhout & Monroe (1960, 1966), Costlow & Bookhout (1968), Christiansen & Yang (1976), Rodrigues (1982), Sulkin & McKeen (1989) e Anger *et al.* (1990).

As referências sobre um estágio "extra", no desenvolvimento larval destes animais, começaram com os trabalhos de Costlow & Bookhout (1959) e Porter (1960), em experimentos efetuados no laboratório. Costlow & Bookhout (*op. cit.*) afirmaram que o número de estágios larvais de um determinado crustáceo não é constante e pode ser influenciado pela dieta e outros fatores, não somente no laboratório mas também na natureza. Costlow, Bookhout & Monroe (1960, 1962) observaram que a salinidade e a temperatura não afetam o número

de estágios larvais mas são, respectivamente, muito importantes na sobrevivência das zoeas e na duração da metamorfose. Costlow (1963) sugeriu que no início do desenvolvimento larval somente o hormônio acelerador da muda, produzido pelo órgão Y, está presente nas zoeas. No final da metamorfose, provavelmente no início do estágio de megalopa, o complexo do órgão X torna-se funcional e, com seu neuro-hormônio inibidor da muda, prolonga o período de intermuda e elimina a frequência de ecdises estabelecida nas zoeas. Tais sugestões, baseadas em experimentos sobre o efeito da ablação do pedúnculo ocular sobre a metamorfose, frequência de mudas e crescimento das megalopas de *Callinectes sapidus*, definitivamente esclareceram, na opinião do referido autor, que muda e crescimento são independentes e, aparentemente, controlados por mecanismos separados. Nestas condições, pode-se esperar que qualquer fator que altere a taxa de desenvolvimento morfológico, mas que não afete o mecanismo de controle de muda, possa ser entendido como a causa da supressão de um estágio larval ou pelo acréscimo de um estágio "extra". De acordo com Costlow (1965), na sequência normal do desenvolvimento das zoeas, a variabilidade pode também estar ligada a um mal funcionamento do sistema endócrino de maneira a não permitir o desenvolvimento dos caracteres morfológicos dentro dos padrões geralmente aceitos como normais, em sincronização com a frequência de mudas, que é controlada por um sistema endócrino separado. Sob este duplo sistema de controle, insuficiência de alimento, deficiência dietética ou a ausência de traços de certos elementos orgânicos ou inorgânicos na água do mar podem impedir ou atrasar o funcionamento normal dos mecanismos endócrinos que controlam o desenvolvimento. Externamente, estas deficiências, bem como o consequente mal funcionamento do sistema endócrino, podem se manifestar como uma variabilidade no número de estágios larvais ou em pequenas diferenças nos caracteres morfológicos das larvas. Na família Ocypodidae, de acordo com a bibliografia e os resultados do presente trabalho, apenas 20 espécies foram criadas até o término do desenvolvimento larval. Dentre elas, 2 apresentam 6 estágios de zoea, 15 presentam 5, 2 apresentam 5 ou 6 e 1 apresenta 4, 5 ou 6. Entretanto, convém ressaltar que nas 3 espécies onde foram constatadas variabilidades numéricas nos estágios de zoea, as larvas foram mantidas isoladas, com acompanhamento individual, o que possibilitou a constatação das ecdises e estágios sucessivos, em cada uma das zoeas analisadas. Este procedimento foi adotado na espécie analisada neste trabalho, nos desenvolvimentos larvais de *Ucides cordatus* (Rodrigues & Hebling, 1989), *Hepatus pudibundus* por Rieger & Hebling (1993), *Dardanus insignis* por Hebling & Mansur (1995) e *Uca uruguayensis* por Rieger, (1996). Nestas condições, foi possível verificar que a ocorrência de uma ecdise nem sempre acarreta modificações morfológicas substanciais, que possam levar à caracterização de um novo estágio, sobretudo em espécies com desenvolvimento larval longo. Surgem então, estágios intermediários ou subestágios, cujas identificações tornam-se um pouco mais difíceis e, até certo ponto, subjetivas. Tais dificuldades também podem surgir quando se trabalha na identificação dos estágios das formas larvais, obtidas no

plancton, ou mesmo nos estudos de laboratório envolvendo larvas agrupadas, onde a determinação das ecdises individuais não são passíveis de acompanhamento direto. Nestas condições, tanto podem passar despercebidas as larvas que se antecipam no desenvolvimento, com um menor número de ecdises e estágios, como aquelas que prolongam a metamorfose, com alterações morfológicas mais graduais, obtidas com um maior número de mudas, cuja situação já foi verificada, também, em *Hepatus pudibundus* por Rieger & Hebling (1993) e em *Uca uruguayensis* Rieger (1996). No presente trabalho constatou-se que, *Uca mordax* necessitou de 5 ou 6 estágios de zoea para atingir a fase de megalopa, sendo que 7 zoeas (35%) necessitaram de 5 estágios e 13 zoeas (65%) de 6.

Face o pequeno número de espécies analisadas, torna-se difícil diagnosticar as prováveis causas da variabilidade numérica nos estágios zoeais do gênero *Uca*. Todavia, como as alterações morfológicas apareceram com maior intensidade na segunda metade da fase zoeal, as causas de natureza endócrina e alimentar, apontadas por Costlow (1963, 1965), parecem ser as mais prováveis, sobretudo em se tratando de espécies de metamorfose relativamente longa, ao que tudo indica fixada geneticamente. O significado evolutivo de um maior ou menor número de estágios larvais, encontrado no desenvolvimento dos Decapoda, tem merecido diversas interpretações. Segundo Waterman & Chace (1960), um importante fenômeno, que tem ocorrido independentemente em muitos grupos de Crustacea, é a tendência de estender o período embrionário e encurtar ou eliminar, correspondentemente, as fases larvais. Partindo-se da validade desta afirmação, pode-se inferir que o gênero *Uca* esteja passando por um processo evolutivo no sentido de diminuir o número de estágios de zoea e que, neste particular, *U. uruguayensis* deve ser mais evoluída que as demais espécies, considerando-se que a fase de vida planctônica é bastante crítica para o animal, enquanto que a embrionária se processa junto ao abdome materno, com a incubação pleopodial. Por outro lado, Sandifer & Smith (1979) sugeriram que as variações numéricas e de duração dos estágios larvais planctônicos podem auxiliar a dispersão das espécies e aumentar a sobrevivência dos genótipos parentais. Neste aspecto, tanto quanto o observado por Rieger & Hebling (1993), para *Hepatus pudibundus* e Rieger (1996) para *Uca uruguayensis* pode-se considerar que a vasta distribuição geográfica do gênero *Uca* foi facilitada pela sua vida larval relativamente prolongada, quando comparada com outros Brachyura. Quanto à espécie estudada neste trabalho, tal hipótese pode ser considerada válida, pois *U. mordax* apresenta metamorfose longa e distribuição geográfica ampla. Sob outro enfoque, Fransozo & Hebling (1982), ao analisarem a duração e o número de estágios larvais entre os Majidae, concluíram que uma maior brevidade no tempo requerido pela metamorfose destes animais pode representar um maior grau de especialização, responsável pelo grande número de espécies que ocorrem nesta família. Conforme já foi mencionado, a família Ocypodidae compreende quatro subfamílias das quais apenas Ocypodinae é registrada na fauna braquiúrológica brasileira, representada pelos gêneros

*Ocypode*, *Ucides* e *Uca* (Rodrigues & Hebling, 1989; Melo, 1996). Pela análise da morfologia larval constatou-se que as zoeas de Ocypodinae podem ser identificadas pelos seguintes caracteres, tomados em conjunto: 1. exopodito antenal com comprimento inferior a 1/3 do processo espinhoso e com, no máximo, 3 cerdas lisas distais; 2. endopodito da maxila com 3 cerdas plumosas (2 distais e 1 subdistal); 3. endopodito do primeiro maxilípede com 2 cerdas plumosas no segmento proximal; 4. endopodito do segundo maxilípede trisegmentado. Entre os gêneros de Ocypodinae, a identificação das zoeas de *Ocypode* pode ser obtida pela simples constatação da presença de espinhos laterais na carapaça, que não ocorrem nos outros dois gêneros. Nestes, as identificações podem ser facilmente conseguidas pelas cerdas do exopodito antenal que são em número de duas nas zoeas de *Ucides* e três nas de *Uca*. Os estudos dos principais caracteres das zoeas da espécie tratada neste trabalho, comparativamente com todas as demais espécies, com descrições passíveis de serem analisadas, são apresentados na Tabela II. Tais estudos demonstram uma grande similaridade de caracteres, cujas identificações específicas só se viabilizam com o auxílio de várias estruturas, analisadas em conjunto, em cada um dos estágios larvais. Acrescente-se, ainda, que o tamanho das zoeas e das suas respectivas estruturas também pode oferecer importantes subsídios para tais identificações. A ausência de informações mais completas sobre as megalopas das demais subfamílias de Ocypodidae inviabiliza, até o momento, qualquer tentativa de caracterização dos Ocypodinae quanto a este estágio larval. Entre os gêneros de Ocypodinae, a identificação das megalopas de *Uca*, *Ocypode* e *Ucides* pode ser obtida através da análise dos diversos caracteres apresentados na Tabela III.

Os estudos dos principais caracteres das zoeas da espécie de *Uca* tratada neste trabalho, comparativamente com todas as demais espécies com descrições passíveis de serem analisadas, apresentados na Tabela II, nos permitem inferir o fato de que existe uma alta proximidade entre os componentes do gênero. Até a recente descrição feita por Holthuis (1967), espécimes de *Uca burgersi* eram usualmente identificados como *Uca mordax*, devido ao fato de serem muito semelhantes em praticamente todos os aspectos taxonômicos, sendo que somente poderiam ser distinguidas pela persistente presença de cerdas cobrindo completamente, em ambos os sexos, os própodos do segundo e terceiro apêndice ambulatorial. O presente estudo nos permite corroborar esta alta proximidade entre ambas pois a análise dos caracteres morfológicos das zoeas permite-nos a inferência desta, bem como entre os componentes do gênero (Tabela II). As principais diferenças encontradas em relação aos caracteres larvais das zoeas I são as seguintes: número de cerdas da maxila: endito basal em *Uca mordax* são 9, em *Uca burgersi* são 8; endito coxal em *Uca mordax* são 7(6), em *Uca burgersi* são 6; o comprimento do espinho rostral em relação ao dorsal, em *Uca mordax* corresponde a 3/4 e em *Uca burgersi* ao dobro do espinho dorsal. As margens póstero-laterais do quarto e quinto somitos abdominais terminam em pequenas projeções espiniformes em *Uca mordax*. Com relação às megalopas, *Uca mordax* apresenta o quinto somito abdominal com projeções póstero-laterais

de comprimento equivalente ou ligeiramente maior que o sexto, já em *Uca burgersi*, o segundo, terceiro, quarto e quinto somitos abdominais apresentam pequenas projeções pôstero-laterais, as quais, neste último atingem um comprimento equivalente à metade do comprimento do sexto somito. No que se refere ao telso, *Uca mordax* apresenta 2 cerdas plumosas laterais e 2 distais, enquanto *Uca burgersi* somente pequenas cerdas simples. Acrescente-se ainda que o tamanho das zoeas e megalopas também podem fornecer importantes subsídios para tais identificações. As demais diferenças encontram-se na tabela III. Desta forma, baseados nos caracteres acima, por comparação, torna-se possível confirmar sob o ponto de vista larval a recente descrição feita por Holthuis (1967).

#### AGRADECIMENTOS

O autor agradece ao Prof. Dr. Gustavo Augusto Schmidt de Melo, Museu Zoologia da USP, pela identificação do material e ao Sr. Jaime Roberto Somera, pela arte final nas figuras e desenhos do adulto.

#### LITERATURA CITADA

- AIKAWA, H. On larval forms of some Brachyura. *Rec. Oceanogr. Works Japan*, v. 2, p. 17-55, 1929.
- AIKAWA, H. On larval forms of some Brachyura. 2. A note on indeterminable zoeas. *Rec. Oceanogr. Works Japan*, v. 5, p. 124-254, 1933.
- AIKAWA, H. Further notes on brachyuran larvae. *Rec. Oceanogr. Works Japan*, v. 9, p. 87-162, 1937.
- ANGER, K.; MONTÚ, M.; BAKKER, C. De & LOUREIRO FERNANDES, L. M.; Larval development of *Uca thayeri* Rathbun, 1900 (Decapoda: Ocypodidae) reared in the laboratory. *Meeresforsch.*, v. 32, p. 276-294, 1990.
- BROAD, C. The relationship between the diet and larval development of Palaemonetes. *Biol. Bull. Mar. Biol. Lab.*, v. 112, p. 162-170, 1957.
- BROSSI-GARCIA, A. L. Desenvolvimento larval e juvenil de *Clibanarius sclopetaarius* (Herbst, 1796) e desenvolvimento juvenil de *Clibanarius vittatus* (Bosc, 1802) (Crustacea, Decapoda, Diogenidae) em laboratório. Rio Claro: Instituto de Biociências, UNESP, 1984. 155 p. (Tese Doutorado).
- CHHAPGAR, B. F. On the breeding habits and larval stages of some crabs of Bombay. *Rec. Ind. Mus.* v. 54, p. 33-52, 1956.
- CHRISTIANSEN, M. E. The complete larval development of *Hyas arenaeus* (Linnaeus) and *Hyas coarctatus* Leach (Decapoda, Brachyura, Majidae) reared in the laboratory. *Norw. J. Zool.*, v. 21, n. 3, p. 63-89, 1973.
- CHRISTIANSEN, M. E. & YANG, W. T. Feeding experiments on the larvae of the fiddler crab *Uca pugillator* (Brachyura, Ocypodidae), reared in the laboratory. *Aquaculture*, v. 8, p. 91-98, 1976.
- COSTLOW Jr., J. D. Larval development. *AIBS Bull.*, v. 13, n. 5, p. 63-65, 1963.
- COSTLOW Jr., J. D. Variability in larval stages of the blue Crab, *Callinectes sapidus*. *Bio. Bull.*, v. 128, n. 1, p. 58-66, 1965.
- COSTLOW Jr., J. D. & BOOKHOUT, C. G. The larval development of *Callinectes sapidus* Rathbun reared in the laboratory. *Biol. Bull.*, v. 116, n. 3, p. 373-396, 1959.
- COSTLOW, J. D. Jr & BOOKHOUT, C. G. The complete larval development of the land-crab, *Cardisoma guanhumi* Latreille in the laboratory (Brachyura, Gecarcinidae). *Crustaceana*, 2, suplemento, 259-270, 1968.
- COSTLOW, J. D. Jr; BOOKHOUT, C. G. & MONROE, R. J. The effect of salinity and temperature on larval development of *Sesarma cinereum* (Bosc) reared in the laboratory. *Biol. Bull.*, 118(2): 183-202, 1960.
- COSTLOW, J. D. Jr; BOOKHOUT, C. G. & MONROE, R. J. Salinity temperature effects on the larval development of the crab, *Panopeus herbstii* Milne-Edwards, reared in the laboratory. *Physiol. Zool.*, 35: 79-93, 1962.
- COSTLOW Jr. J. D.; BOOKHOUT, C. G. & MONROE, R. J. Studies on the larval development of the crab, *Rhithropanopeus harrisii* (Gould). I. The effect of salinity and temperature on larval development. *Physiol. Zool.*, v. 39, n. 2, p. 81-100, 1966.
- CRANE, J. Fiddler crabs of the world. Ocypodidae: Genus *Uca*. New Jersey: Princeton Univ. Press, 736 p. 1975.
- FEEST, J. Morphophysiological studies on the ontogeny and sexual biology of *Uca annulipes* and *Uca triangularis* as compared to *Ilyoplax gangetica*. *Forma et Functio.*, v. 1, p. 159-225, 1969.
- FRANSOZO, A. Desenvolvimento pós-embrionário e morfologia juvenil de *Eriphia gonagra* (Fabricius, 1781) (Decapoda, Xanthidae) e *Sesarma (Holometopus) rectum* Randall, 1840 (Decapoda, Grapsidae), em laboratório. Rio Claro: Instituto de Biociências, UNESP, 1982. 122 p. (Tese Doutorado).
- FRANSOZO, A. & HEBLING, N. J. Desenvolvimento pós-embrionário de *Mithrax hispidus* (Herbst, 1790) (Decapoda, Majidae), em laboratório. *Ciência e Cultura*, 34, n. 3, p. 385-395, 1982.
- GUINOT, D. Morphologie et phylogénèse des Brachyoures. *Memoires du Museum National D'Histoire Naturelle*. Série A, Zoologie. V. 112, p. 1-354, 1978.
- GURNEY, R. Larvae of Decapod Crustacea. *Ray Soc. London*, 129: 1-306, 1942.
- HASHMI, S.S. Study on larvae of (*Gelasimus*) (Ocypodidae) reared in the laboratory (Decapoda: Crustacea). *Pakist. J. Sci. Res.*, v. 20, n. 1/2, p. 50-56, 1968.
- HEBLING, N. J. & MANSUR, C. B. Desenvolvimento larval de *Dardanus insignis* (Saussure) (Crustacea, Decapoda, Diogenidae) em laboratório. *Revta. bras. Zool.*, v. 12, n. 3, p. 471-491, 1995.
- HEBLING, N. J.; FRANSOZO, A. & NEGREIROS-FRANSOZO, M. L. Desenvolvimento dos primeiros estágios juvenis de *Panopeus herbstii* H.

- Milne-Edwards, 1834 (Crustacea, Decapoda, Xanthidae), criados em laboratório. *Naturalia* v. 7, p. 177-188, 1982.
- HEEGARD, P. Larval stages and growth in the Decapods. *Vidensk. Meddr. Naturh. Fore*, v. 134, p. 119-126, 1971.
- HOLTHUIS, L. B. On a new species of *Uca* from the west Indian region (Crustacea, Brachyura, Ocypodidae). *Zool. Meded. Leiden* v. 42, n. 6, p. 51-54, 1967.
- HONG, S. Y. Development of epipods and gills in some Pagurids and Brachyurans. *J. Nat. Hist.*, v. 22 p. 1005-1040, 1988.
- HYMAN, O. W. The development of *Gelasimus* after hatching. *J. Morph.*, v. 33, n. 2, p. 485-525, 1920.
- KIRCHER, A. B. The zoeal stages and glaucothoe of *Hypoconcha arcuata* (Stimpson) (Decapoda: Dromiidae) reared in the laboratory. *Bull. Mar. Sci.*, v. 20, n. 3, p. 769-792, 1970.
- LEBOUR, M. V. The larval stages of the plymouth Brachyura. *Proc. Zool. Soc. Lond.*, p. 473-560, 1928.
- MELO, G. A. S. de.. Manual de identificação dos Brachyura (Caranguejos e Siris) do litoral brasileiro. São Paulo: Ed. Pléiade, 603 p., 1996.
- NARCHI, W. Crustaceos: Estudos Práticos. São Paulo: Ed. Univ., 116 p. 1973.
- NEGREIROS-FRANSOZO, M. L. Desenvolvimento pós-embriônário de *Pagurus brevipedatus* (Stimpson, 1858), *Panopeus americanus* Saussure, 1857 e *Eurypanopeus abbreviatus* (Stimpson, 1860) (Crustacea, Decapoda), em laboratorio. Rio Claro: Instituto de Biociências, UNESP, 1984. 133 p. (Tese Doutorado).
- OLIVEIRA, L. P. H. Contribuição ao conhecimento dos Crustáceos do Rio de Janeiro. Gênero *Uca* (Decapoda, Ocypodidae). *Mems. Inst. Oswaldo Cruz*, Rio de Janeiro, v.34, n.1, p. 115-148, 1939.
- PÉREZ, L. A. V. Desenvolvimento embrionário e larval de *Uca pugnax* (Smith, 1870) (Crustacea, Brachyura, Ocypodidae) em laboratorio. São Paulo: USP, Instituto Oceanográfico, 1980. 60 p. (Dissertação Mestrado).
- PORTER, H. J. Zoeal stages of the stone crab, *Menippe mercenaria* Say. *Chesapeake Sci.*, v. 1, n.3/4, p. 168-177, 1960.
- PROVENZANO Jr. A. J. The larval development of *Calcinus tibicen* (Herbst) (Crustacea, Anomura) in the laboratory. *Biol. Bull.*, v. 123, n. 1 p. 179-202, 1962.
- PROVENZANO Jr., A. J. The complete larval development of the west Indian hermit crab *Petrochirus diogenes* (L.) (Decapoda, Diogenidae) reared in the laboratory. *Bull. Mar. Sci.*, v. 18, n. 1, p. 143-181, 1968.
- PROVENZANO Jr. A. J. & DOBKIN, S. Variation among larvae of Decapod Crustacea reared in the laboratory. *Amer. Zool.*, v. 2, n. 3, p. 439, 1962.
- RABALAIS, N. N. & CAMERON, J. N. Abbreviated development of *Uca scutiglindrica* (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae) reared in the laboratory. *J. Crust. Biol.* v. 3, n. 4 p. 519-541, 1983.
- RICE, A. L. Crab zoeal morphology and its bearing on the classification of the Brachyura. *Trans. Zool. Soc. Lond.*, v. 35, p. 271-424, 1980.
- RICE, A. L. Zoal evidence for Brachyuran Phylogeny. In: SCHRAM, F. R. (ed.). *Crustacean Issues*. I. Crustacean Phylogeny. Rotterdam, Netherlands: A. A. Balkema Publishers, 9. 365+82 fig., 1983.
- RIEGER, P. J. Desenvolvimento larval de *Uca (Celuca) uruguayensis* Nobili, 1901 (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae), em laboratório. *Revista Nauplius*, 4: 73-103, 1996.
- RIEGER, P. J. Desenvolvimento larval de *Uca (Minuca) burgersi* Holthuis, 1967 (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae), em laboratório. *Revista Brasileira de Zoologia* (no prelo).
- RIEGER, P. J. Desenvolvimento larval e juvenil *Hepatus pudibundus* (Herbst, 1785) (Decapoda, Calappidae), em laboratório. Rio Claro: Instituto de Biociências, UNESP, 1986. 76 p.il. (Tese Mestrado).
- RIEGER, P. J. Desenvolvimento larval de *Uca (Celuca) uruguayensis* Nobili, 1901, *Uca (Minuca) burgersi* Holthuis, 1967, *Uca (Minuca) mordax* (Smith, 1870) e *Uca (Minuca) vocator* (Herbst, 1870) (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae), em laboratório. Rio Claro: Instituto de Biociências, UNESP, 1992. 133 p. (Tese Doutorado).
- RIEGER, P. J. & HEBLING, N. J. Desenvolvimento larval de *Hepatus pudibundus* (Herbst, 1785) (Decapoda, Calappidae), em laboratório. *Rev. Brasil. Biol.* 53(4): 513-528, 1993.
- RODRIGUES, M. D. Desenvolvimento pós-embrionário de *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) (Crustacea, Decapoda, Gecarcinidae). Rio Claro: Instituto de Biociências, UNESP, 1982. 101 p. (Dissertação Mestrado).
- RODRIGUES, M. D. & HEBLING, N. J. *Ucides cordatus cordatus* (Linnaeus, 1763) (Crustacea, Decapoda). Complete larval development under laboratory conditions and its systematic position. *Revta. Bras. Zool.*, v.6, n.1, p. 147-166, 1989.
- RODRIGUES, S. A. Sobre a reprodução, embriologia e desenvolvimento larval de *Callichirus major* Say, 1818 (Crustacea, Decapoda, Thalassinidae). *Bol. Zool.*, v. 1, p. 85-104, 1976.
- SAINT-LAURENT, M. de. Vers une nouvelle classification des Crustacés Décapodes Reptantia. *Bull. Off. Natn. Péch.*, Tunisie, v. 3, n. 1, p. 15-31, 1979.
- SANDIFER, P. A. & SMITH, T. I. J. Possible significance of variation in the larval development of *Palaemonid* shrimp. *J. exp1. Mar. Biol. Ecol.*, v.39, p. 55-64, 1979.
- SULKIN, S. D. & McKEEN, G. L. Laboratory study of survival and duration of individual zoeal stages as a function of temperature in the Brachyuran crab *Cancer magister*. *Mar. Biol. (Berl)* v. 103, p. 31-37, 1989.
- TERADA, M. On the zoea larvae of five crabs of the family Ocypodidae. *Zool. Mag.*, v.88, n.1, p. 57-72, 1979.
- Van DOVER, C. L. Reduction of maxillary endites in larval Anomura and Brachyura. *Crustaceana*, v. 43 n. 2, 1982.

VAN DOVER, C. L.; FACTOR, J. R. & GORE, R. H. Developmental patterns of larval Scaphognatites: an aid to the classification of Anomura and Brachyuran Crustacea. *J. Crustacean Biol.*, v. 2, n. 1, p. 48-53, 1982.

WARNER, G. F. The biology of Crabs. London: Elek Science, 202 p. 1977.

WATERMAN, T. H. & CHACE, Jr., F. A. General Crustacean Biology, 1-33. In Waterman, T. H. Ed. *The Physiology of Crustacea. Metabolism and Growth*. 1: 699 pp. Academic Press, New York and London, 1960.

WEAR, R. G. Life history studies on New Zealand Brachyura. I. Embryonic and postembryonic development of *Pilumnus novaezealandiae* Filho, 1886, and of *P. lumpinus* Bennett, 1964 (Xanthidae, Pilumninae). *N. Z. Jl. Mar. Freshwat. Res.*, v. 1, p. 482-535, 1967.

WILLIAMSON, D. I. Crustacea, Decapoda: Larvae. I. General. *Fisch. Indet. Zooplankton*, v. 67, p. 1-7, 1957.

WILLIAMSON, D. I. Larval characters and the origin of crabs (Crustacea, Decapoda, Brachyura). *Thal. Jugosl.*, v. 10, n. 42, p. 401-414, 1974.

WILLIAMSON, D. I. Larval morphology and diversity. 43-110. In: BLISS, D. E. (Ed.) *The Biology of Crustacea. Embriology, Morphology and Genetics*. New York: Academic Press, 1982. v. 2, 440 p., 1982.

TABELA I - *Uca (Minuca) mordax*: Duração e sobrevivência dos estágios zoeais, à partir da eclosão. X, Duração média acumulada (em dias); D e D', Duração mínima e máxima; n, número de indivíduos vivos; †, número de indivíduos mortos; S%, porcentagem de sobrevivência. n, inicial 100.

	Z I	Z II	Z III	Z IV	Z V	Z VI	Z V <sub>1</sub>	M <sub>1</sub>	M <sub>2</sub>
X	3,3	9,6	16,9	22,6	25	32,5	29,4	71	-
D	3	6	12	16	20	25	25	71	-
D'	11	25	36	42	40	54	44	71	-
n	92	77	67	64	37	25	34	1	0
†	8	15	10	3	2	0	3	24	34
S%	92	77	67	64	37	25	34	1	0

TABELA II - Caracteres das zoeas do gênero *Uca*.

ZOEIA I	<i>Uca (Celuca) uruguensis</i>	<i>Uca (Minuca) mordax</i>	<i>Uca (Minuca) burgersi</i>	<i>Uca (Minuca) minax</i>	<i>Uca (Minuca) pugnax</i>
Referências	Rieger, 1992	Presente trabalho	Rieger, 1992	Hyman, 1920	Hyman, 1920
Espinho lateral: presença (+) ausência (-)	-	-	-	-	-
Nº de estetos (E); cerdas (C) da Antênula	2(3)(E) + 1(2)(C)	2(3)(E) + 1(2)(C)	2(3)(E) + 1(C)	2(3)(E) + 1(2)(C)	2(3)(E) + 1(2)(C)
Nº cerdas no endopodito (E); endito basal (EB); endito coxal (EC); Protopodito (P) da Maxíula	4.0(E); 5(EB); 5(EC); 1(P)	4.0(E); 5(EB); 5(EC); 0(P)	4.0(E); 5(EB); 5(EC); 0(P)	4.0(E); 5(6)(EB); 4(EC); 0(P)	4.0(E); 5(6)(EB); 4(EC); 0(P)
Nº de cerdas no exopodito (Ex); endopodito (E); endito basal (EB); endito coxal (EC) da Maxila	4(Ex); 3(E); 9(EB); 6(EC)	4(Ex); 3(E); 9(EB); 7(6)(EC)	4(Ex); 3(E); 8(EB); 6(EC)	4(Ex); 3(E); 8(EB); 7(EC)	4(Ex); 3(E); 8(EB); 7(EC)
Nº de cerdas no basipodito (B); endopodito (E); exopodito (Ex) do 1º Maxípede	9(B); 2.2.1.2.5(E)	9(B); 2.2.1.2.5(E)	9(B); 2.2.1.2.5(E)	?(B); 0.1.1.1.4(E)	?(B); 0.1.1.1.4(E)
Nº de cerdas no basipodito (B); endopodito (E); exopodito (Ex) do 2º Maxípede	4(B); 0.0.5(E)	4(B); 0.0.5(E)	4(B); 0.0.5(E)	?(B); 0.0.4(E)	?(B); 0.0.4(E)
Telso: Fórmula	3 + 3	3 + 3	3 + 3	3 + 3	3 + 3
Nº de cerdas dorsais do 1º ao 5º somito no Abdome	1.2.2.2.2	0.2.2.2.2	0.2.2.2.2	0.1.1.1.1	0.1.1.1.1

continuação

ZOEA I	<i>Uca (Celuka) lactea</i>	<i>Uca (Celuka) pugillator</i>	<i>Uca (Celuka) annulipes</i>	<i>Uca (Celuka) triangularis</i>	<i>Uca (Borboruca) thayeri</i>	<i>Uca (Thalassuca) vocans</i>
Referências	Terada, 1979	Hyman, 1920	Hashmi, 1968	Feest, 1969	Anger et al., 1990	Hashmi, 1968
Espinho lateral: presença (+) ausência (-)						
Nº de estetos (E); cerdas (C) da Antênula						
Nº de cerdas no endopodito (E); endito basal (EB); endito coxal (EC); Protopodito (P) da Maxílula						
Nº de cerdas no exopodito (Ex); endopodito (E); endito basal (EB); endito coxal (EC) da Maxila						
Nº de cerdas no basipodito (B); endopodito (E); exopodito (Ex) do 1º Maxípede						
Nº de cerdas no basipodito (B); endopodito (E); exopodito (Ex) do 2º Maxípede						
Telso: Fórmula						
Nº de cerdas dorsais do 1º ao 5º somito no Abdome						

continuação

ZOEA II	<i>Uca (Celuka) uruguayensis</i>	<i>Uca (Minuca) mordax</i>	<i>Uca (Minuca) burgersi</i>	<i>Uca (Celuka) lactea</i>	<i>Uca (Celuka) annulipes</i>	<i>Uca (Celuka) triangularis</i>	<i>Uca (Celuka) thayeri</i>
Referências	Rieger, 1992	Presente trabalho	Rieger, 1992	Terada, 1979	Hashmi, 1968	Feest, 1969	Anger et al., 1990
Espinho lateral: presença (+) ausência (-)							
Nº de estetos (E); cerdas (C) da Antênula							
Nº de cerdas no endopodito (E); endito basal (EB); endito coxal (EC); Protopodito (P) da Maxílula							
Nº de cerdas no exopodito (Ex); endopodito (E); endito basal (EB); endito coxal (EC) da Maxila							
Nº de cerdas no basipodito (B); endopodito (E); exopodito (Ex) do 1º Maxípede							
Nº de cerdas no basipodito (B); endopodito (E); exopodito (Ex) do 2º Maxípede							
Telso: Fórmula							
Nº de cerdas dorsais do 1º ao 5º somito no Abdome							

## continuação

ZOEA III	<i>Uca</i> ( <i>Celuca</i> ) <i>uruguayensi</i> s	<i>Uca</i> ( <i>Minuca</i> ) <i>mordax</i>	<i>Uca</i> ( <i>Minuca</i> ) <i>burgersi</i>	<i>Uca</i> ( <i>Celuca</i> ) <i>lactea</i>	<i>Uca</i> ( <i>Celuca</i> ) <i>triangularis</i>	<i>Uca</i> ( <i>Celuca</i> ) <i>thayeri</i>
Referências	Rieger, 1992	Presente trabalho	Rieger, 1992	Terada, 1979	Feest, 1969	Anger <i>et al.</i> , 1990
<b>Espinho lateral:</b> presença (+) ausência (-)						
<b>Nº de estetos (E); cerdas (C) da Antênuma</b>						
Nº cerdas no <b>endopodito (E);</b> <b>endito basal (EB); endito coxal (EC);</b> <b>Protopodito (P) da Maxílula</b>	4(0)(E); 7(EB); 5(EC; (P)	4.0(E); 7(EB); 5(EC; (P)	4.0(E); 7(EB); 5(EC; (P)	4.0(E); 7(EB); 5(EC; 1(P)	4.0(E); 7(EB); 5(EC; 1(P)	4.0(E); 7(EB); 1(P)
Nº de cerdas no <b>exopodito (Ex);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>endito basal (EB); endito coxal (EC) da Maxíla</b>	11(12)(Ex); 3(E); 9(EB); 7(EC)	10(9,11) (Ex); 3(E); 9(EB)	10(Ex); 3(E); 9(EB); 7(EC)	11(Ex); 3(E); 9(EB); 7(EC)	7(Ex); 3(E); 7(EB); 5(EC)	11(Ex); 3(E); 8(EB); 6(EC)
Nº de cerdas no <b>basipodito (B);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>exopodito (Ex) do 1º Maxilípede</b>	9(B); 2. 2. 1. 2. 6	9(B); 2. 2. 1. 2. 6	9(B); 2. 2(3). 1. 2.	9(B); 2. 2. 1. 2. 6	?	9(10)(B); 2. 2. 1. 2. 6
Nº de cerdas no <b>basipodito (B);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>exopodito (Ex) do 2º Maxilípede</b>	4 (B); 0. 0. 5 (E)	4 (B); 0. 0. 5 (E)	4 (B); 0. 0. 5 (E)	4 (B); 0. 0. 5 (E)	?	4 (B); 0. 0. 4(E)
Telso: Fórmula	4 + 4 (3)	4 + 4	4 + 4	4 + 4	?	4 + 4
Nº de cerdas dorsais do 1º ao 5º somito no <b>Abdome</b>	1. 2. 2. 2. 2	1. 2. 2. 2. 2	1. 2. 2. 2. 2	1. 2. 2. 2. 2	?	0. 2. 2. 2. 2

## continuação

ZOEA IV	<i>Uca</i> ( <i>Celuca</i> ) <i>uruguayensi</i> s	<i>Uca</i> ( <i>Minuca</i> ) <i>mordax</i>	<i>Uca</i> ( <i>Minuca</i> ) <i>burgersi</i>	<i>Uca</i> ( <i>Celuca</i> ) <i>lactea</i>	<i>Uca</i> ( <i>Celuca</i> ) <i>triangularis</i>	<i>Uca</i> ( <i>Celuca</i> ) <i>thayeri</i>	
Referências	Rieger, 1992	Presente trabalho	Rieger, 1992	Terada, 1979	Feest, 1969	Anger <i>et al.</i> , 1990	
<b>Espinho lateral:</b> presença (+) ausência (-)							
<b>Nº de estetos (E); cerdas (C) da Antênuma</b>							
Nº cerdas no <b>endopodito (E);</b> <b>endito basal (EB); endito coxal (EC);</b> <b>Protopodito (P) da Maxílula</b>	4 (5,6)(E) + 1(C)	5 (6) (E)	6 (5,7)(E) + 1(C)	5 (E)	4(E)	3(4)(E) + 1(C)	
Nº de cerdas no <b>exopodito (Ex);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>endito basal (EB); endito coxal (EC) da Maxíla</b>	4.0(E); 10(12,13) (EB); 5(6,7) (EC); 2(P)	4.0(E); 10(EB); 5(6)(EC); 2(P)	4.0(E); 10(EB); 6(EC)	4.0(E); 12(EB); 8(9)(EC)	4.0(E); 7(EB); 8(EC)	4.0(E); 9(EB); 10(EB); 8(EC)	
Nº de cerdas no <b>basipodito (B);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>exopodito (Ex) do 1º Maxilípede</b>	15(17,24)(Ex) ); 3(E); 10(9,11,12)( EB); 7(8,11)(EC)	13(14,17,18) (Ex); 3(E); 10(11)(EB); 8(9)(EC)	14(19)(Ex); 3(E); 10(11)(EB); 9(10)(Ex)	17(20)(Ex); 3(E); 12(EB); 9(10)(Ex)	16(Ex); 3(E); 5(EC)	19(Ex); 3(E); 10(EB); 8(EC)	
Nº de cerdas no <b>basipodito (B);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>exopodito (Ex) do 2º Maxilípede</b>	2. 2. 1. 2. 6	2. 2. 1. 2. 6	2. 2. 1. 2. 6	2. 3. 1. 2. 6	2. 3. 1. 2. 6	?	?
Telso: Fórmula	4 + 4	4 + 4	4 + 4	4 + 4	?	4 + 4	
Nº de cerdas dorsais do 1º ao 5º somito no <b>Abdome</b>	3(4,5,6)2.2.2.2	3(I) 2. 2. 2. 2	3(I,2) 2. 2. 2. 2	0. 2. 2. 2. 2	?	0. 2. 2. 2. 2	

continuação

ZOEA V	<i>Uca (Celuca) uruguensis</i>	<i>Uca (Minuca) mordax</i>	<i>Uca (Minuca) burgersi</i>	<i>Uca (Celuca) lactea</i>	<i>Uca (Celuca) thayeri</i>
Referências	Rieger, 1992	Presente trabalho	Rieger, 1992	Terada, 1979	Anger et al., 1990
Espinho lateral: presença (+) ausência (-)					
Nº de estetos (E); <b>cerdas (C)</b> da <b>Antênula</b>	7 (6) (E)	7 (E)	7 (8) (E)	6 (E)	4(E) + 1(C)
Nº de cerdas no <b>endopodito (E);</b> <b>endito basal (EB);</b> <b>endito coxal (EC);</b> <b>Protopodito (P)</b> da <b>Maxílula</b>	4.0(E); 12(11)(EB); 8(7,6)(EC); 2(P)	4.0(E); 10(11,12)(EB); 6(7)(EC); 2(P)	4.0(E); 10(11,12)(EB); 6(EC); 2(P)	4.0(E); 12(EB); 8(EC); 1(P)	4.0(E); 9(EB); 5(EC); 1(P)
Nº de cerdas no <b>exopodito (Ex);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>endito basal (EB);</b> <b>endito coxal (EC)</b> <b>da Maxílula</b>	15(17,24)(Ex); 3(E); 10(9,11,12)(E) B); 7(8,11)(EC)	13(14,17,18)(E); x); 3(E); 10(11)(EB); 8(9)(EC)	14(19)(Ex); 3(E); 10(11)(EB); 8(9)(EC)	17(20)(Ex); 3(E); 10(EB); 8(EC)	24(Ex); 2(E); 12(EB); 13(EC)
Nº de cerdas no <b>basipodito (B);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>exopodito (Ex)</b> do <b>1º Maxilípede</b>	9(B); 2. 2. 1. 2. 6(E); 9(10)(Ex)	9(B); 2.3(2).2(1).2.6( E) 9(10)(Ex)	9(B); 2. 3. 1. 2. 6(E); 9(10)(Ex)	9(B); 2. 2. 1. 2. 6(E)	6(B); 2. 2. 1. 2. 5(E)
Nº de cerdas no <b>basipodito (B);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>exopodito (Ex)</b> do <b>2º Maxilípede</b>	4(B); 0. 0. 5(E); 10(11)(Ex)	4(B); 0. 0. 5(E); 10(11)(Ex)	4(B); 0. 0. 5(E); 9(10)(Ex)	4(B); 0. 0. 3(E);	4(B); 0. 0. 3(l)
Telso: Fórmula	4 + 4	4 + 4	4 + 4	4 + 4	4+4
Nº de cerdas dorsais do 1º ao 5º somito no Abdome	5. 2. 2. 2. 2	3(4). 2. 2. 2. 2	3(4,5). 2. 2. 2. 2	0. 2. 2. 2. 2	?

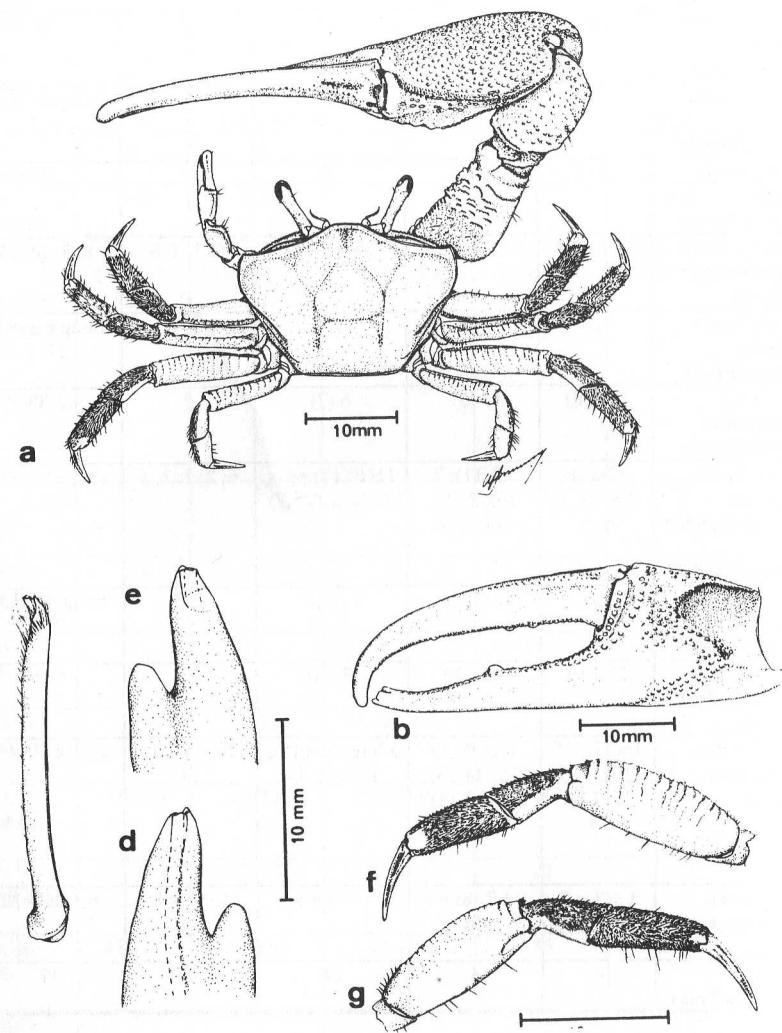
continuação

ZOEA - VI	<i>Uca (Celuca) uruguensis</i>	<i>Uca (Minuca) mordax</i>	<i>Uca (Minuca) burgersi</i>
Referências	Rieger, 1992	Presente trabalho	Rieger, 1992
Espinho lateral: presença (+) ausência (-)			
Nº de estetos (E); <b>cerdas (C)</b> da <b>Antênula</b>	7 (E)	8(9) (E)	9(E)
Nº cerdas no <b>endopodito (E);</b> <b>endito basal (EB);</b> <b>endito coxal (EC);</b> <b>Protopodito (P)</b> da <b>Maxílula</b>	4.0(E); 14(EB); 9(EC); 2(P)	4.0(E); 14(13,15,17)(EB); 8(9)(EC); 2(P)	4.0(E); 12(EB); 7(EC); 2(P)
Nº de cerdas no <b>exopodito (Ex);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>endito basal (EB);</b> <b>endito coxal (EC)</b> da <b>Maxila</b>	29(Ex); 3(E); 15(EB); 14(EC)	28(25,26,27)(Ex); 3(E); 15(14,16)(EB); 14(16,17)(EC)	28(Ex); 3(E); 14(EB); 15(EC)
Nº de cerdas no <b>basipodito (B);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>exopodito (Ex)</b> do <b>1º Maxilípede</b>	9(B); 2. 2. 1. 2. 6(E); 9(10)(Ex)	9(B); 2. 3. 2. 2. 6(E); 11(12)(Ex)	9(B); 2. 3. 2. 2. 6(E); 10(11)(Ex)
Nº de cerdas no <b>basipodito (B);</b> <b>endopodito (E);</b> <b>exopodito (Ex)</b> do <b>2º Maxilípede</b>	4(B); 0. 0. 5(E); 10(11)(Ex)	4(B); 0. 0. 5(E); 11(12)(Ex)	4(B); 0. 0. 5(E); 10(11)(Ex)
Telso: Fórmula	4 + 4	4 + 4	4 + 4
Nº de cerdas dorsais do 1º ao 5º somito no <b>Abdome</b>	7. 2. 2. 2. 2	5. 2. 2. 2. 2	5. 2. 2. 2. 2

**TABELA III - Caracteres morfológicos das megalopas de *Uca*, *Ocypode* e *Ucides***

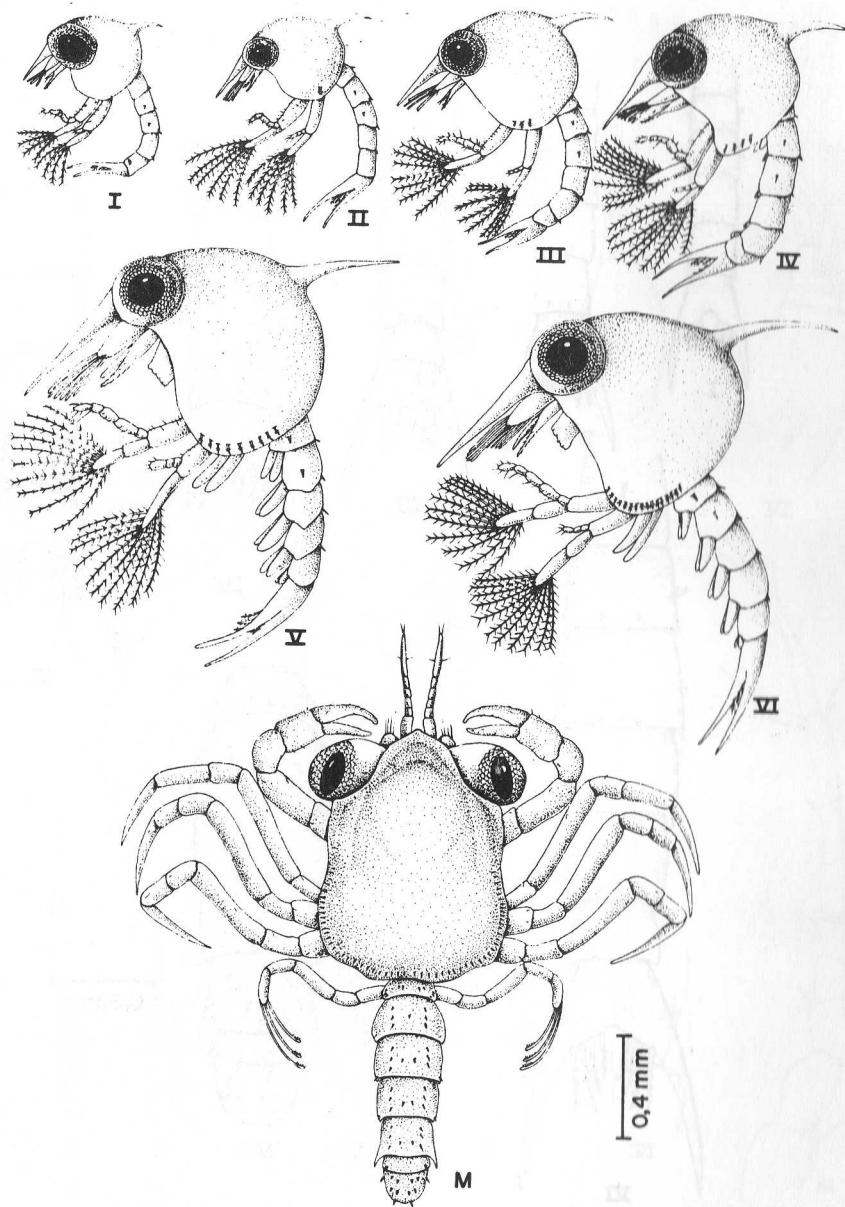
	Uca (Celuca) uruguayan sis	Uca (Minuca) mordax	Uca (Minuca) burgersi	Uca (Borboruca) thayeri	Ocypode quadrata	Ucides cordatus
<b>Referências</b>	Rieger, 1992	Presente Trabalho	Rieger, 1992	Anger <i>et al.</i>	Dias & Costlow	Rodrigues Hebling
<b>Nº cerdas do Segmento basal</b>	5	3 (2)	5	1	14	6 (?)
<b>Nº cerdas do Pedúnculo basal</b>	2; 0	1; 0	2; 0	?	9; 8	4; 7; 0
<b>Nº estetos (E) e cerdas (C) da do Exopodito da Antênuma (do segmento proximal para o distal)</b>	0(E); 8 (7,6)(E); 5(E)	0(E); 8 (7) (E); 5 (4) (E)	0(E); 8 (7) (E); 4 (3,5)(E)	0(E); 7(E); 3(E); 2 (C)	11(E); 8(E); 5 (C); 6(E); 2(C)	0(E), 4(1); 4(E); 3 (1); 1(C); 3 (1); 2(C) 0(E); 4 (1); 4-5(I); 1 (C); 4 (1); 1 (2) (C); 4 (E); 1 (1); 4(B) (1)
<b>Nº cerdas do Endopodito da Antena</b>	2	2	2	?	3	1
<b>Nº de segmentos do Endopodito da Antena</b>	10	10	10	10	10	10 (1)
<b>Nº cerdas do Protopodito da Maxícula</b>	2	2	2	1 (?)	3	0
<b>Nº cerdas do Endopodito da Maxícula</b>	2	1 (2)	2 (1)	1	4	bisegmentado 0; 6 (1)
<b>Nº cerdas do Endito basal da Maxícula</b>	17 (18)	19 (18)	20(18, 19)	19	32	17 (1)
<b>Nº cerdas do Endito Coxal da Maxícula</b>	14 (13,15)	15 (14)	15 (16, 17)	12	49	19 (1)
<b>Nº de cerdas do Exopodito da Maxila</b>	43 a 50	43 a 49	44 a 51	35	± 104	70 (1)
<b>Nº de cerdas do Endopodito (distais) da Maxila</b>	0	0	0	0	7, 0	1
<b>Nº de cerdas do Endito basal da Maxila</b>	15 (14, 16)	15 (14)	18 (17)	16	30	23 (1)
<b>Nº de cerdas do Endito coxal da Maxila</b>	19 (18, 21)	21 (20, 19)	30 (19,21)	10	40	21 (1)

<b>Nº de cerdas do Endito coxal do 1º Maxilipede</b>	7 (8)	8 (6,7, 9)	8 (7, 9)	6	25 a 30	12 (6-8)
<b>Nº de cerdas do Endito basal do 1º Maxilipede</b>	7 (6)	7 (8, 9)	7 (8)	6	25 a 30	14 (6-8)
<b>Nº de cerdas do Endopodito do 1º maxilipede</b>	4 (5)	4 (5)	4 (5)	2	8	6
<b>Nº de cerdas do Exopodito do 1º maxilipede</b>	5	5 (6)	5	6	bisegmentado 4; 3	bisegmentado 3 (4); 3 (4)
<b>Nº de cerdas do Epipodito do 1º maxilipede</b>	7 (6)	6 (7)	7	7	20	10 (30)
<b>Nº de cerdas do Endopodito do 2º maxilipede</b>	0, 1, 4, 7	0, 1, 4, 6 (7, 8)	0, 1, 4, 7	0, 1, 4, 6	8, 3, 10, 10	0, 2, 3(9), 6(10)
<b>Nº de cerdas do Exopodito do 2º maxilipede</b>	1, 4	1, 4	1, 4	1, 4	bisegmentado 12, 2	bisegmentado 3; 4(6)
<b>Nº de cerdas do Protopodito do 2º maxilipede</b>	6 (7, 8)	5 (6)	6 (7)	?	± 38	9 (3, 12)
<b>Nº de cerdas do Endopodito (do proximal para o distal) do 3º maxilipede</b>	12(11); 7(8, 6); 3; 6; 6	12(11); 7 (6); 2 (3); 5(4,6); 6	11(10,12); 6(5); 3 (4); 6; 6(5,7)	6; 2; 1; 3; 5	±34; ±19; ±12; ±10; ?	10(6,13); 7(3,8); 5(4,7); 7(5,8); 8(8,9)
<b>Nº de cerdas do Exopodito do 3º maxilipede</b>	1; 4	0 (1, 4)	1 (2); 4	1; 5	bisegmentado 2; 3	bisegmentado 3; 4
<b>Nº de cerdas do Epidopodito do 3º maxilipede</b>	13 a 19	18 a 20	17 a 18	16	± 59	29 (8, 32)
<b>Nº de cerdas do Exopodito dos pleópodos</b>	16(17); 15 (16); 14 a 16; 12 a 14	16(17); 15 (16); 14(15); 15 (16); 14	17(16); 16(15); 13 (12,14)	14; 14; 11; 14	46; 44; 38, 33	18 (20); 17 (20); 17(20); 16 (18); ou 9(13); 13 (15); 10 (13); 10 (12)
<b>Nº de cerdas do Protopodito dos Urópodos</b>	1 + 7 = 8	1 + 7 (8) = 8 (9)	1 + 8 = 9	1 + 7 = 8	6 + 26 = 32	1 + 10 (9, 12) = 11(10,13)
<b>Nº de cerdas marginais do Telson</b>	4	4	14	4	17	7



**FIG. 1 -** *Uca (Minuca) mordax*. A, vista dorsal de um exemplar adulto macho; b, vista interna da quela maior; c, vista ventral do gonópodo direito; d, vista lateral; e, vista mesial; as cerdas foram omitidas em "c", "d", "e"; f, vista lateral externa do segundo apêndice ambulatorial esquerdo; g, vista lateral interna do segundo apêndice.

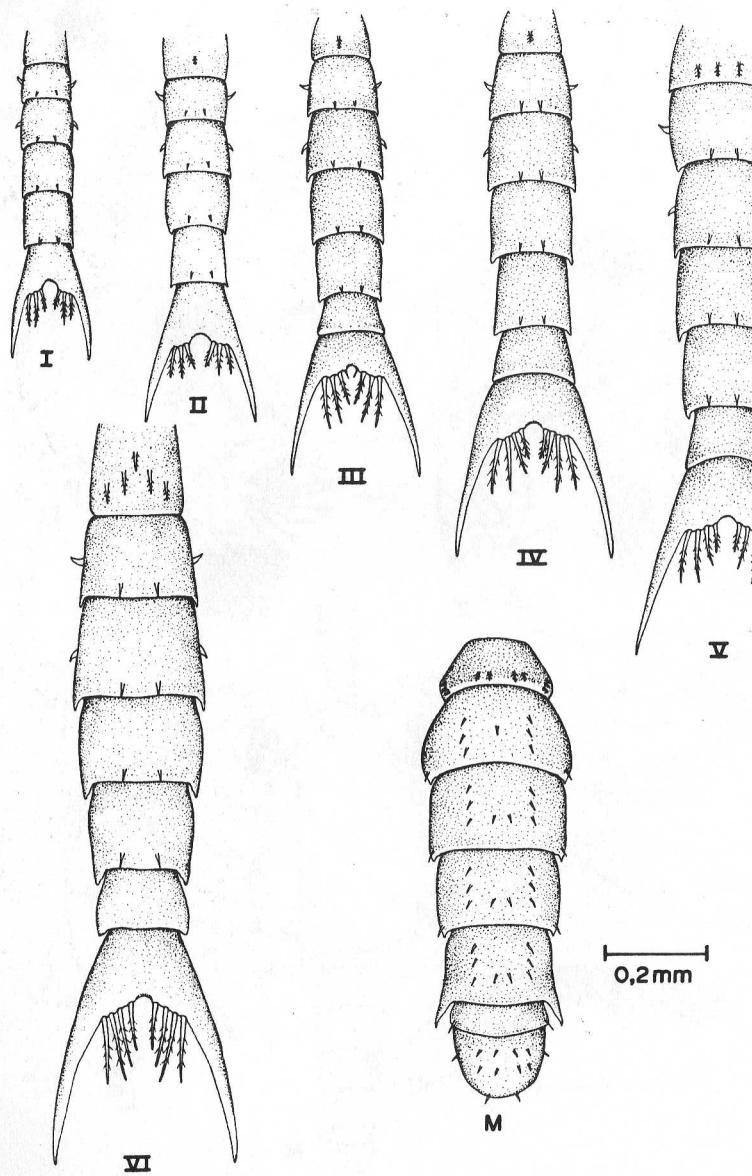
258



**FIG. 2 -** *Uca (Minuca) mordax*. I, II, III, IV, V e VI, vista lateral dos estágios de zoea; M, vista dorsal da megalopa.

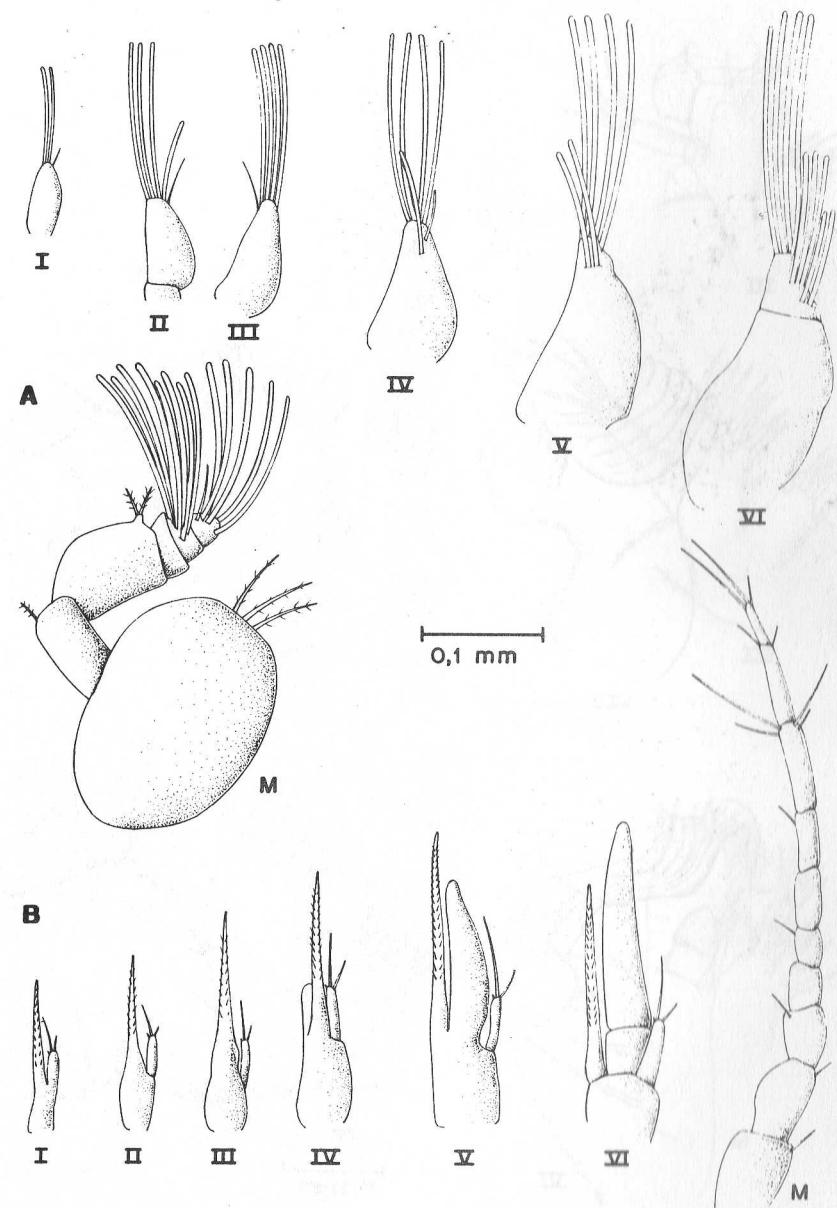
Trab. Oceanog. Univ. Fed. PE, Recife, 25: 227-267, 1997.

259



**FIG. 3 -** *Uca (Minuca) mordax*. Vista dorsal do abdome; I, II, III, IV, V e VI, estágios de zoea; M, abdome da megalopa.

260



**FIG. 4 -** *Uca (Minuca) mordax*. A, antênula; B, antena; I, II, III, IV, V e VI, estágios de zoea; M, megalopa.

Trab. Oceanog. Univ. Fed. PE, Recife, 25: 227-267, 1997.

261

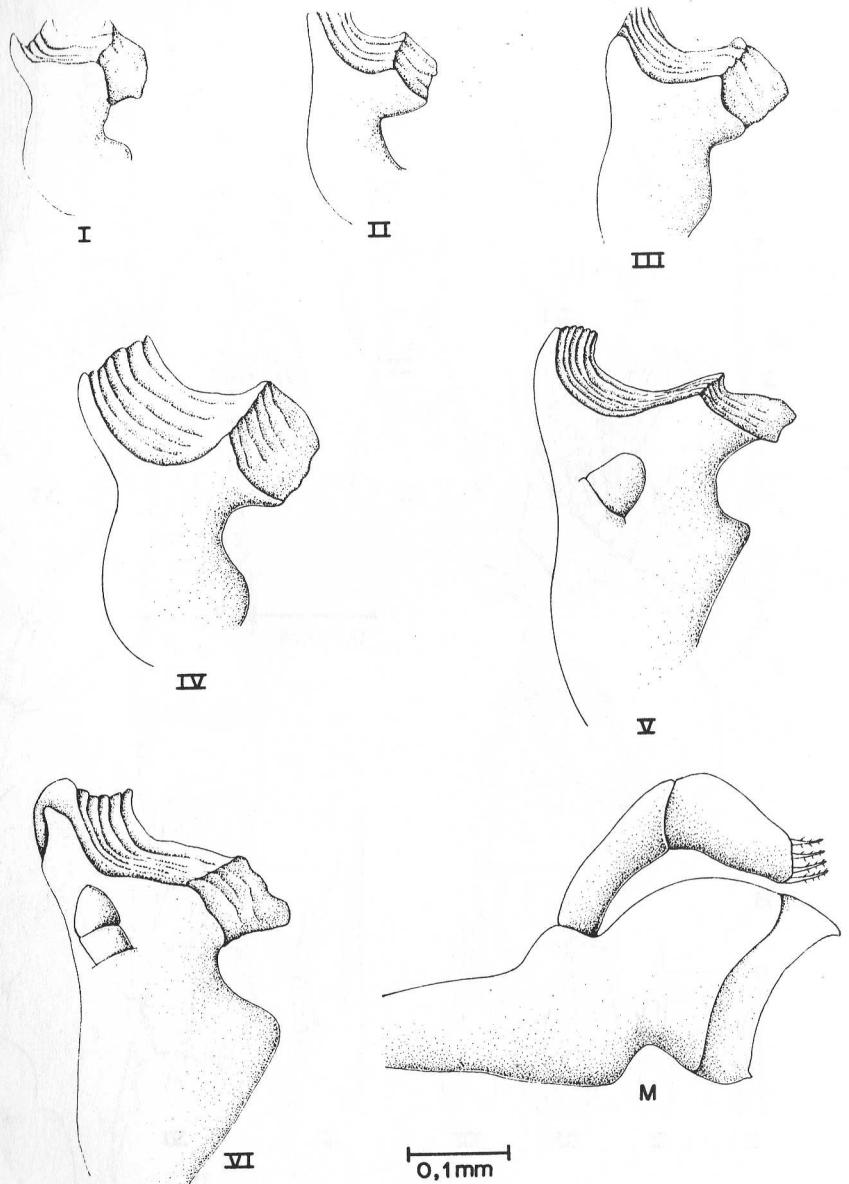


FIG. 5 - *Uca (Minuca) mordax*. Mandíbula; I, II, III, IV, V e VI, estágios de zoea; M, Mandíbula da megalopa.

262

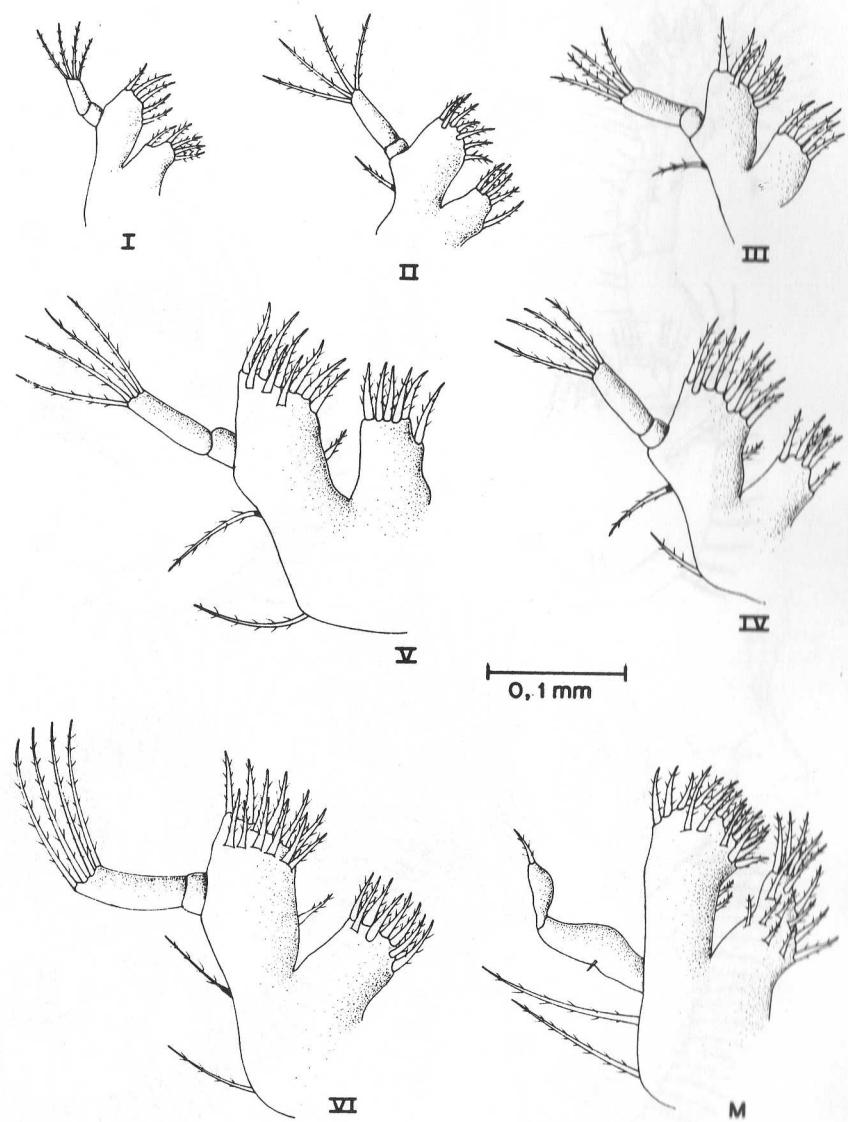


FIG. 6 - *Uca (Minuca) mordax*. Maxilula; I, II, III, IV, V e VI, estágios de zoea; M, maxilula da megalopa

Trab. Oceanog. Univ. Fed. PE, Recife, 25: 227-267, 1997.

263

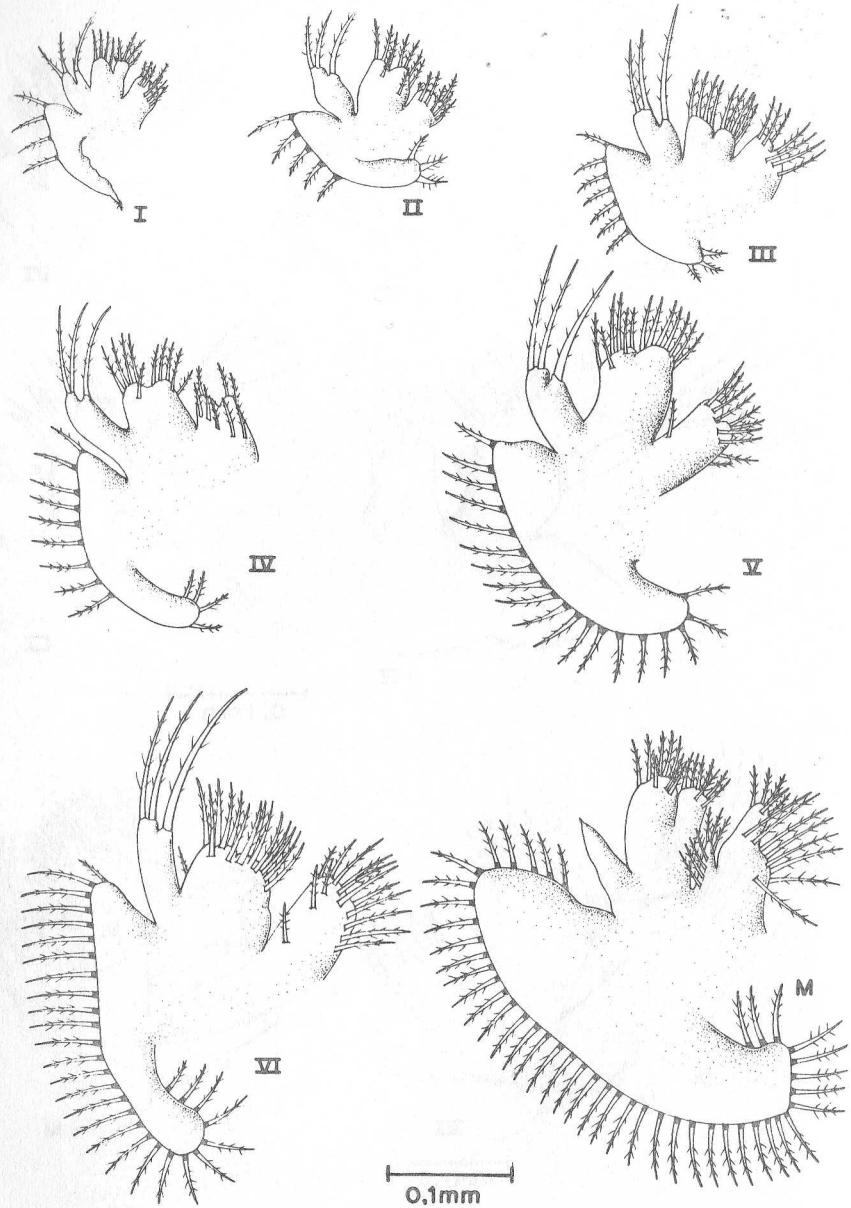


FIG. 7 - *Uca (Minuca) mordax*. Maxila; I, II, III, IV, V e VI, estágios de zoea; M, Maxila da megalopa.

264

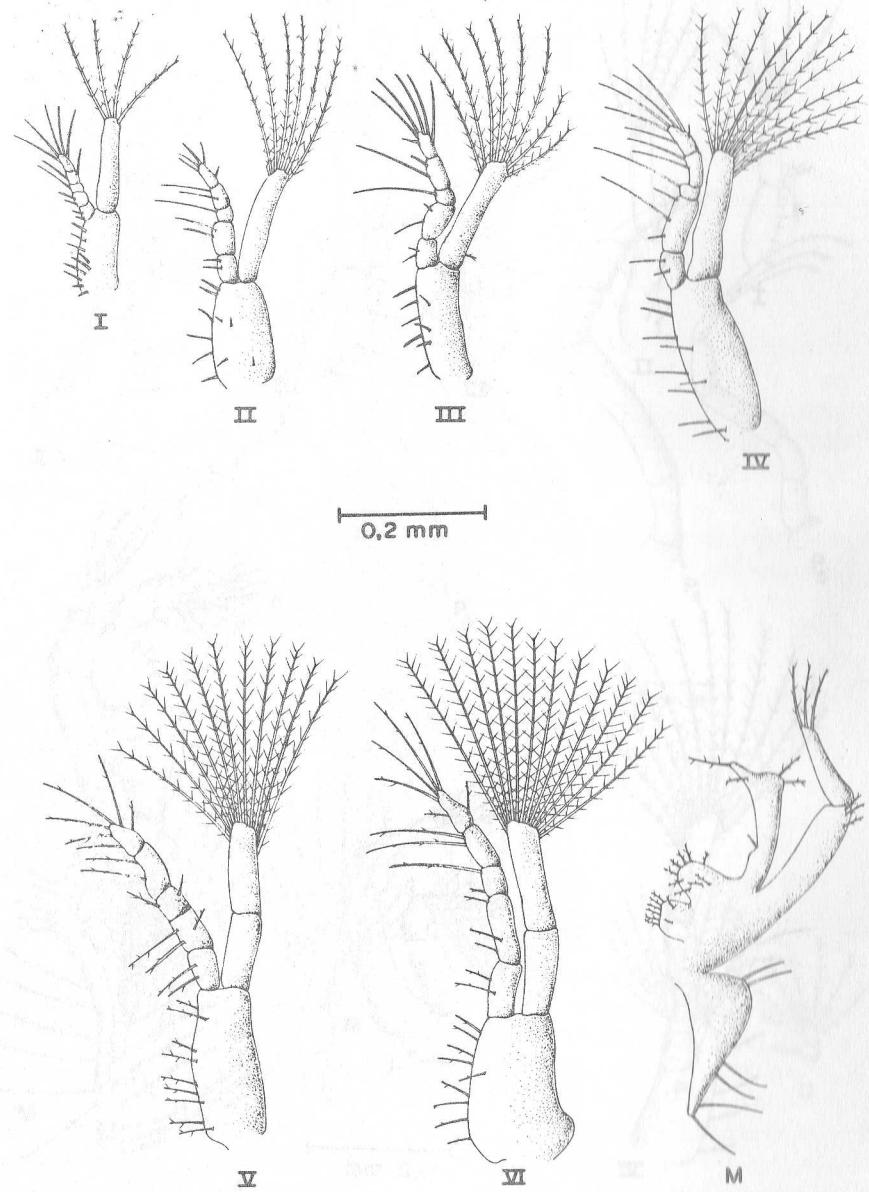


FIG. 8 - *Uca (Minuca) mordax*. Primeiro maxilípede; I, II, III, IV, V e VI, estágios de zoea; M, Primeiro maxilípede da megalopa.

Trab. Oceanog. Univ. Fed. PE, Recife, 25: 227-267, 1997.

265

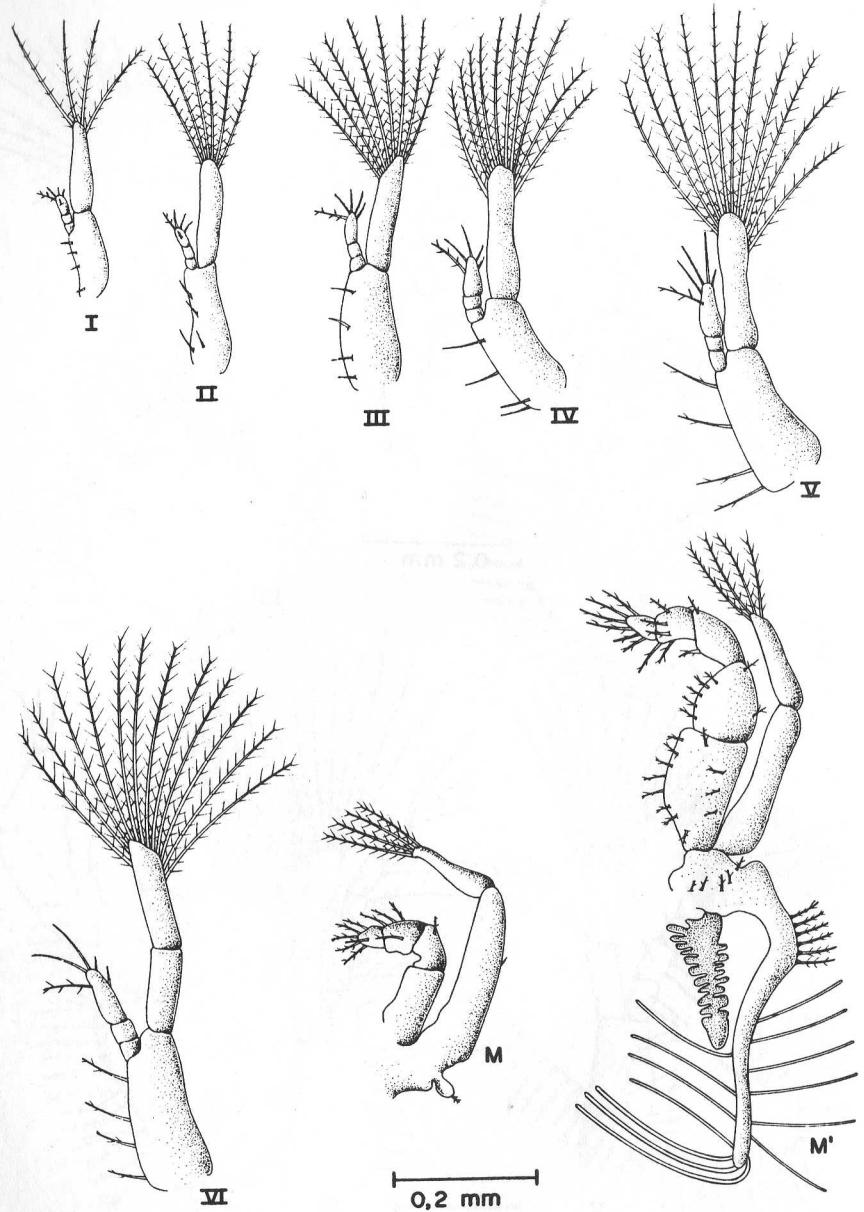


FIG. 9 - *Uca (Minuca) mordax*. Segundo maxilípede; I, II, III, IV, V e VI, estágios de zoea; M, segundo maxilípede da megalopa; M' terceiro maxilípede da megalopa.

266

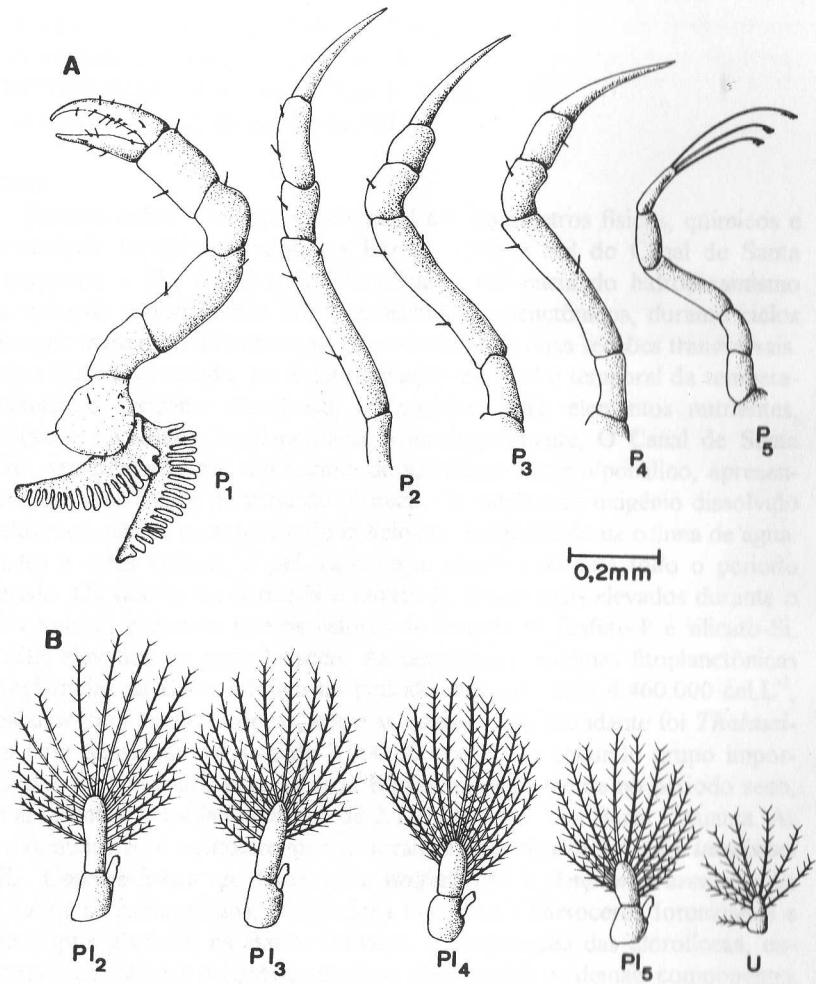


FIG. 10 - *Uca (Minuca) mordax*. Megalopa. A, pereiópodos ( $P_1$  a  $P_5$ ); B, pleópodos ( $PL_2$  a  $PL_5$ ); U, urópodo.

Trab. Oceanog. Univ. Fed. PE, Recife, 25: 227-267, 1997.

267