



UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARÁ
INSTITUTO DE ESTUDOS COSTEIROS (IECOS)
CAMPUS UNIVERSITÁRIO DE BRAGANÇA



PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA AMBIENTAL

ADELSON SILVA DE SOUZA

**DESCRIÇÃO LARVAL DE CARANGUEJOS BRACHYURA (CRUSTACEA:
DECAPODA) DA REGIÃO AMAZÔNICA, OBTIDO EM LABORATÓRIO**

BRAGANÇA – PA

2011

ADELSON SILVA DE SOUZA

**DESCRIÇÃO LARVAL DE CARANGUEJOS BRACHYURA (CRUSTACEA:
DECAPODA) DA REGIÃO AMAZÔNICA, OBTIDO EM LABORATÓRIO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Biologia Ambiental, Mestrado em Ecologia de Ecossistemas Costeiros e Estuarinos da Universidade Federal do Pará, Campus de Bragança, como um dos requisitos necessários á obtenção do título de Mestre em Biologia Ambiental.

Orientador: Prof. Dr. Fernando Araujo Abrunhosa

Co-orientador: Prof. Dr. Rauquীরio Marinho da Costa

BRAGANÇA – PA

2011

ADELSON SILVA DE SOUZA

**DESCRIÇÃO LARVAL DE CARANGUEJOS BRACHYURA (CRUSTACEA:
DECAPODA) DA REGIÃO AMAZÔNICA, OBTIDO EM LABORATÓRIO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Biologia Ambiental, Mestrado em Ecologia de Ecossistemas Costeiros e Estuarinos da Universidade Federal do Pará, Campus de Bragança, como um dos requisitos necessários á obtenção do título de Mestre em Biologia Ambiental.

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Fernando Araujo Abrunhosa (Orientador).
Universidade Federal do Pará – UFPA - Campus de Bragança

Prof. Dr. João Marcos de Góes (Titular)
Universidade Federal do Piauí – UFPI – Campus Ministro Reis Vello

Profa. Dr. Cristiana Ramalho Maciel (Titular)
Universidade Federal do Pará – UFPA - Campus de Bragança

Profa. Dr. Bianca Bentes da Silva (Titular)
Universidade Federal do Pará – UFPA - Campus de Bragança

Prof. Dr. Marcus Emanuel Fernandes (Suplente)
Universidade Federal do Pará – UFPA - Campus de Bragança

Aos meus pais, Maria Célia e José Paulino, por todo o amor e dedicação em todos os momentos de minha vida.

“Talvez meio caminho andado seja a gente acreditar no que faz. Mas acima de tudo, o que mais nos incentiva, que mais nos valoriza e também mais nos torna conscientes de nossa responsabilidade, é saber que outros crêem em nós. E não há palavras que descrevam o que sentimos ao saber dos sacrifícios a que eles se impõem por crerem não apenas em nós, mas também no que cremos.”

(Albert Einstein)

AGRADECIMENTOS

Agradeço antes de tudo a Deus, por caminhar sempre ao meu lado conduzindo-me e proporcionando momentos de conforto, reflexão e paciência diante de todas as etapas a serem vencidas.

À minha família “minha origem”, pelo incentivo e confiança ao longo de cada conquista acrescida em minha vida.

Ao Prof. Dr. Fernando Abrunhosa, por propor e orientar este trabalho enriquecendo-o com grandes contribuições... sou muito grato.

Ao Prof. Dr. Rauquirio M. da Costa, pela confiança e contribuições para a finalização deste estudo.

A FAPESPA ‘Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Pará’, pelo financiamento deste trabalho através de uma bolsa de mestrado.

Aos grandes amigos (a)s Fábio, Marília, Welliton, Paulo baiá, Tião, Ádila e Suellen, pela grande ajuda nas coletas das espécies e da água, além dos inesquecíveis momentos de descontração... sou muito grato. E não poderia deixar de lembrar da ‘my friend’ “peça rara”, por tudo.

A Dane Brito pela grande ajuda na formatação das figuras e a Dane Arruda pelas discussões e sugestões no momento de conclusão deste trabalho.

Aos professores João Góes, Cristiana Maciel e Bianca Bentes, por aceitarem avaliar este trabalho.

Ao programa de Pós-Graduação em Biologia Ambiental, pela oportunidade de desenvolver este projeto.

...e a todas as pessoas, que de alguma forma contribuíram para a realização deste trabalho... sou muito grato a todos...

SUMÁRIO

ESTRUTURA DA DISSERTAÇÃO.....	5
RESUMO.....	5
ABSTRACT.....	6
CAPÍTULO I: INTRODUÇÃO GERAL.....	6
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	8
CAPÍTULO II: THE COMPLETE LARVAL DEVELOPMENT OF <i>PANOPEUS</i> <i>LACUSTRIS</i> DESBONNE, 1867 (BRACHYURA: PANOPEIDAE), FROM THE AMAZON REGION, REARED IN THE LABORATORY.....	16
ABSTRACT.....	16
INTRODUCTO.....	16
MATERIALS AND METHODS.....	18
RESULTS.....	19
DISCUSSION.....	38
ACKNOWLEDGEMENTS.....	41
LITERATURE CITED.....	41
CAPÍTULO III: DESCRIÇÃO DO PRIMEIRO ESTÁGIO LARVAL DE TREZE ESPÉCIES DE CARANGUEJOS BRACHYURA (CRUSTACEA: DECAPODA) DA REGIÃO AMAZÔNICA, OBTIDOS EM LABORATÓRI.....	46
ABSTRACT.....	46
RESUMO.....	46
INTRODUÇÃO.....	47
MATERIAL E MÉTODOS.....	49
RESULTADOS.....	51
DESCRIÇÃO.....	51
CHAVE DE IDENTIFICAÇÃO DE ZOEIA I DAS ESPÉCIES DESCRITAS.	84
DISCUSSÃO.....	85
AGRADECIMENTOS.....	98
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	99

RESUMO

Larvas do caranguejo da lama *Panopeus lacustris* Desbonne, 1867 foram cultivadas em laboratório a partir de fêmeas ovígeras coletadas na área estuarina do Rio Caeté na região Amazônica. O desenvolvimento completo desta espécie consistiu em 4 de zoea e um megalopa, onde cada estágio foi descrito e ilustrado em detalhes. Os resultados foram comparados com os de outros estudos anteriores sobre o desenvolvimento larval das espécies pertencentes ao gênero *Panopeus* e brevemente discutidos. Além da descrição das larvas do desenvolvimento completo de *P. lacustris*, foi descrita e ilustrada a primeira fase de zoea de treze espécies de caranguejos braquiúros coletados no mesmo estuário: *P. lacustris*, *P. americanus* Saussure, 1857, *Eurytium limosum* (Say, 1818), *Sesarma curacaoense* De Man, 1892, *Sesarma rectum* Randall, 1840, *Armases rubripes* (Rathbun, 1897), *Aratus pisonii* (H. Milne Edwards, 1837), *Ocypode quadrata* (Fabricius, 1787), *Uca rapax* (Smith, 1870), *Uca maracoani* (Latreille, 1802), *Uca thayeri* Rathbun, 1900, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) e *Pachygrapsus gracilis* (Saussure, 1858). Apenas a zoea I de *P. lacustris* não foi descrito novamente. As características morfológicas dessas espécies são comparadas com as descrições originais. Para facilitar o estudo de material coletado no plâncton, foi desenvolvida uma chave para identificação das espécies descritas neste estudo.

Palavras chave: estuário Caeté; morfologia larval; zooplâncton, Decapoda

ABSTRACT

Larvae of the mud crab *P. lacustris* were reared in laboratory from ovigerous females collected in the estuarine area of the Caeté River in the Amazonian region. The complete development of this species consisted of 4 zoeal and 1 megalopal stages, where each stage was described and illustrated in detail. The results were compared with those of other previous studies on larval development of the species belonging to the genus *Panopeus* and then briefly discussed. Besides the description of the complete development larval of *P. lacustris*, has been described and illustrated the first stage zoea of thirteen species of brachyuran crabs collected in the same estuary: *P. lacustris* Desbonne, 1867, *P. americanus* Saussure, 1857, *Eurytium limosum* (Say, 1818), *Sesarma curacaoense* De Man, 1892, *Sesarma rectum* Randall, 1840, *Armases rubripes* (Rathbun, 1897), *Aratus pisonii* (H. Milne Edwards, 1837), *Ocypode quadrata* (Fabricius, 1787), *Uca rapax* (Smith, 1870), *Uca maracoani* (Latreille, 1802), *Uca thayeri* Rathbun, 1900, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) e *Pachygrapsus gracilis* (Saussure, 1858). Only the zoea I of *P. lacustris* was not described again. The morphological characteristics of these species are compared with the original descriptions. To make easy the study of plankton-collected material, it was developed a key to identification of the species described in this study.

Key- words: Caeté estuary; larval morphology, identification, zooplankton, Decapoda.

ESTRUTURA DA DISSERTAÇÃO

A dissertação foi elaborada no formato de artigos, separados em capítulos, segundo as normas do programa do Programa de Pós-graduação em Biologia Ambiental da Universidade Federal do Pará.

Desta forma, este trabalho está disposto em três capítulos. O capítulo I contém a introdução geral com uma breve apresentação sobre os aspectos que envolvem os estudos zooplanctônicos de larvas de crustáceos em regiões estuarinas.

O capítulo II contém o desenvolvimento larval completo de *Panopeus lacustris*, obtido em laboratório com descrição e ilustração morfológica de todos os seus estágios larvais.

O capítulo III contém a descrição e ilustração do primeiro estágio larval de treze espécies de caranguejos Brachyura obtidos em laboratório e uma chave de identificação larval das referidas espécies. Por fim foram apresentadas as conclusões gerais do presente trabalho.

CAPITULO I

1. INTRODUÇÃO GERAL

Os sistemas estuarinos constituem ecossistemas com elevada importância biológica e sócio-econômica, sendo influenciado por ambientes marinhos e de água doce. Possuem uma abundante e diversificada comunidade de organismos e grande capacidade de renovação periódica de suas águas, configurando-se como uma região com intensas transformações de matéria orgânica (Miranda *et al.*, 2002; Pereira Filho *et al.*, 2003).

Os estuários são reconhecidos como um dos principais fornecedores de nutrientes para a região costeira, caracterizando-se como um sistema de alta produtividade primária e elevada biomassa zooplanctônica e bentônica. Além disso, desempenham importante papel na estruturação de uma complexa cadeia alimentar que influencia positivamente a atividade pesqueira local (Kramer *et al.*, 1994; Braga *et al.*, 2000; Wolff *et al.*, 2000).

Entre os grupos de organismos que habitam esse ambiente, destacam-se as comunidades planctônicas, representadas pelo fitoplâncton, os quais são os principais produtores primários dos estuários e oceanos, e o zooplâncton, que constitui um elo fundamental na transferência de energia e matéria orgânica entre os produtores primários e os demais níveis tróficos (Gross & Gross, 1996; Belgrano *et al.*, 2005).

No zooplâncton, podem ser identificados organismos pertencentes à grande maioria dos filos zoológicos, apresentando espécies bioindicadoras e fornecendo informações para o conhecimento de processos interagentes, visto que suas comunidades são diretamente influenciadas pelas condições abióticas e bióticas do ambiente (Day Jr *et al.*, 1989; Neumann-Leitão *et al.*, 1991).

Ao analisar a composição zooplanctônica das regiões estuarinas constata-se a vasta predominância do grupo Crustacea, representado, principalmente pelos Copepoda (Tundisi, 1970; Day Jr *et al.*, 1989; Froneman, 2002; Eskinazi-Sant'Anna & Björnberg, 2006; Neumann-Leitão *et al.*, 2008; Leite, 2008). Entretanto, outros crustáceos, comumente larvas meroplanctônicas de Decapoda, especialmente os estágios larvais das espécies de caranguejos Brachyura, podem ser ocasionalmente dominantes durante o período reprodutivo das

espécies (Boschi, 1981; Raymont, 1983; Neumann-Leitão *et al.*, 1996; Fehlaue & Freire, 2002; Cavalcanti *et al.*, 2008).

Geralmente nos estudos zooplanctônicos, os estágios larvais desses organismos são taxonomicamente classificados apenas como zoeas de braquiúros ou de decápodos. Este fato restringe diretamente o conhecimento sobre a diversidade desse grupo nas comunidades zooplanctônicas (Silva *et al.*, 2004; Krumme & Liang, 2004; Martins *et al.*, 2006; Koettker & Freire, 2006; Cavalcanti *et al.*, 2008; Costa *et al.*, 2008; Costa *et al.*, 2009; Magalhães *et al.*, 2009; Pessoa *et al.*, 2009).

A maioria dos estudos condiciona este fato à dificuldade de identificação das larvas em nível específico, devido à ausência de descrições larvais ou mesmo de informações morfológicas detalhadas para estes organismos. A identificação correta dos diferentes taxa na forma larval é essencial para estudos relacionados ao comportamento, distribuição espaço-temporal, dispersão, recrutamento e outros aspectos ecológicos (Anger *et al.*, 1994; Queiroga *et al.*, 1994; Anger, 2006). Todos estes aspectos da biologia larval têm implicações importantes para dinâmica de populações, ecologia de comunidades, biogeografia e a introdução de espécies invasoras, além de proporcionarem a elaboração de possíveis técnicas economicamente viáveis à aqüicultura, ou para administração da pesca sustentável (Anger, 2006).

Algumas pesquisas reúnem descrições morfológicas das larvas de várias espécies de braquiúra, as quais são fundamentais para a identificação desses organismos em estudos planctônicos de diversas regiões do mundo, como a Ásia (Lee & Ko, 2008; Kornienko & Korn, 2009), África (Clark & Paula, 2003; Flores *et al.*, 2003), Europa (Paula, 1996; González-Gordillo & Rodríguez, 2000; González-Gordillo *et al.*, 2000), América do Norte (Hart, 1971; Rice & Tsukimura, 2007), América central (Schubart & Cuesta, 1998; Cuesta & Schubart, 1999) e em alguns países da América do Sul, tais como o Chile (Báez, 1997), Argentina (Lovrich, 1999) e inclusive o Brasil (Serbino, 2003; Fransozo *et al.*, 2002). Porém estas informações podem ser consideradas insuficientes em relação ao grande número de espécies pertencentes a este grupo (Ng *et al.*, 2008).

Este fato é provavelmente uma das razões para a pouca disponibilidade de estudos ecológicos de organismos meroplanctônicos em águas brasileiras (Fransozo *et al.*, 1998), reforçando, desta forma a importância para o

desenvolvimento de trabalhos descritivos para as espécies que vivem nos manguezais e estuários do Brasil, em especial para a região Amazônica, a qual apresenta uma elevada biodiversidade de crustáceos braquiúros. Assim, este trabalho visa contribuir, através de descrições morfológicas, para o conhecimento das diversas formas larvais de caranguejos Brachyura de um estuário amazônico (Pará, Brasil).

2. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

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

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

BÁEZ, P. Key to the families of decapod crustacean larvae collected off northern Chile during an El Niño event. **Investigaciones Marinas**, **25**: 167-176. 1997.

BELGRANO, A.; SCHARLER, U.; DUNNE, J. & ULANOWICS, R. E. **Aquatic food webs, an ecosystem approach**. Oxford , UK: Oxford University Press, 2005. 262p.

BOSCHI, E. E. Larvas de crustacea decapoda. In: **Atlas del zooplankton del Atlántico sudoccidental y métodos de trabajo con el zooplankton marino**. Boltovskoy, D. (ed.) Argentina, Mar del Plata: Inedep., 1981. 699-758p.

BRAGA, E.S.; BONETTI, C.V.D.H.; BURONE, L. & BONETTI FILHO, J. Eutrophication and bacterial pollution caused by industrial and domestic wastes at the Baixada Santista estuarine system - Brazil. **Marine Pollution Bulletin**, **40**: 165-173. 2000.

CAVALCANTI, E. A. H.; NEUMANN-LEITÃO, S. & VIEIRA, D. A. N. Mesozooplâncton do sistema estuarino de Barra das Jangadas, Pernambuco, Brasil. **Revista Brasileira de Zoologia**, **25** (3): 436-444. 2008.

CLARK, P. F. & PAULA, J. Descriptions of ten xanthoidean (Crustacea: Decapoda: Brachyura) first stage zoeas from Inhaca island, Mozambique. **The Raffles Bulletin of Zoology**, **51**(2): 323-378. 2003.

COSTA, K. G.; PEREIRA, L. C. C. & COSTA, R. M. Short and long-term temporal variation of the zooplankton in a tropical estuary (Amazon region, Brazil). **Boletim do Museu Paraense Emílio Goeldi, Ciências Naturais**, **3** (2): 127-141. 2008.

COSTA, R. M.; LEITE, N. R. & PEREIRA, L. C. C. Mesozooplankton of the Curuçá Estuary (Amazon Coast Brazil). **Journal of Coastal Research**, **56**: 400-404, 2009.

CUESTA, J. A. & SCHUBART, C. D. First zoeal stages of *Geograpsus lividus* and *Goniopsis pulchra* from Panama confirm consistent larval characters for the subfamily Grapsinae (Crustacea: Brachyura: Grapsidae), **Ophelia**, **51** (3): 163-176. 1999.

DAY JR, J. W.; HALL, C. A. J; KEMP, W. M. & YANNEZ-ARANCIBIA, A. Zooplankton the drifting consumers. **Estuarine Ecology**, Wiley-Interscience, 1989. 577p.

ESKINAZI-SANT'ANNA, E. M. & BJÖRNBERG, T. K. S. Seasonal dynamics of mesozooplankton in Brazilian coastal waters. **Hydrobiologia**, **563**: 253-268. 2006.

FEHLAUER, K. H. & FREIRE, A. S. Occurrence of decapods larvae, especially *Xiphopenaeus kroyeri* (Penaeidae) in the shallow shelf of Paraná, **Nauplius**, **10** (1): 37- 45. 2002.

FLORES, A. A. V., PAULA, J. & DRAY, T. 2003. First zoeal stages of grapsoid crabs (Crustacea:Brachyura) from the East African coast. **Zoological Journal of the Linnean Society**, **137**: 355–383.

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

FRANSOZO, A., MANTELATTO, F. L. & BERTINI, G. The first zoeal stage of the genus *Cronius* (Brachyura, Portunidae) from the Brazilian coast, hatched in a laboratory. **Journal of Plankton Research**, **24** (2): 1237-1244. 2002.

FRONEMAN, P. W. Response of the plankton to three different hydrological phases of the temporarily open/closed Kasouga Estuary, South Africa. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, **55** (4): 535–546. 2002.

GONZÁLEZ-GORDILLO, J. I. & RODRÍGUEZ, A. Larval development of *Philocheras fasciatus* (Risso, 1816) (Decapoda, Caridea) reared in laboratory, comparison with plankton larvae and occurrence of accelerated development. **Journal of Plankton Research**, **22** (10): 1909-1923. 2000.

GONZÁLEZ-GORDILLO, J. I.; SANTOS, A. & RODRÍGUEZ, A. Complete larval development of *Philocheras monacanthus* from laboratory culture, with a key to the zoeae of the European species of the genus (Decapoda: Caridea: Crangonidae). **Journal of Crustacean Biology**, **20** (1): 75–88. 2000.

GROSS, M. G. & E. GROSS. **Oceanography, a view of earth**. New Jersey, Printice Hall. 1996. 472p.

HART, J. F. L. Key to planktonic larvae of families of decapods Crustacea of British Columbia. **Syesis**, **4**: 227- 234. 1971.

KOETTKER, A. G. & FREIRE, A. S. Spatial and temporal distribution of decapod larvae in the subtropical waters of the Arvoredo archipelago, SC, Brazil. **Iheringia, Série Zoologia**, **96** (1): 31-39. 2006.

KORNIENKO, E. S. & KORN, O. M. Illustrated key for the identification of brachyuran zoeal stages (Crustacea: Decapoda) in the plankton of Peter the Great Bay (Sea of Japan). **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, **89** (2): 379–386. 2009.

KRAMER, K. I.; BROCKMANN, U. H. & WARWICK, R. M. **Tidal Estuaries**. Manual of Sampling and Analytical Procedures. Rotterdam: A. A. Balkema. 1994. 304p.

KRUMME, U. & LIANG, T. H. Tidal-Induced Changes in a Copepod-Dominated Zooplankton Community in a Macrotidal Mangrove Channel in Northern Brazil. **Zoological Studies**, **43** (2): 404-414. 2004.

LEE, S. H. & KO, H. S. First zoeal stages of six species of *Hemigrapsus* (Decapoda: Brachyura: Grapsidae) from the northern pacific including an identification key. **Journal of Crustacean Biology**, **28** (4): 675–685. 2008.

LEITE, N. R. **Mesozooplâncton do estuário do rio Curuçá-Pará-Brasil**. Dissertação de Mestrado em Biologia Ambiental. Universidade Federal do Pará, Pará, 2008. 62p.

LOVRICH, G. A. Seasonality of larvae of Brachyura and Anomura (Crustacea Decapoda) in the Beagle Channel, Argentina. **Scientia Marina**, **63** (1): 347-354. 1999.

MAGALHÃES, A., LEITE, N. R., SILVA, J. G. S., PEREIRA, L. C. C. & COSTA, R. M. Seasonal variation in the copepod community structure from a tropical Amazon estuary, Northern Brazil. **Anais da Academia Brasileira de Ciências**, **81** (2): 1-11. 2009.

MAGALHÃES, A., R. M. COSTA, T. H. LIANG, L. C. C. PEREIRA & M. J. S. RIBEIRO. Spatial and temporal distribution in density and biomass of two *Pseudodiaptomus* species (Copepoda: Calanoida) in the Caeté River Estuary

(Amazon region - North of Brazil). **Brazilian Journal of Biology**, **66** (2): 421-430. 2006.

MARTINS, A. L. P.; LOPES, M. J. S. & MELO, O. T. Zooplâncton como bioindicador da qualidade ambiental no estuário do Rio Anil, São Luís, Maranhão. **Boletim do Laboratório de Hidrobiologia**, **19**: 51-60. 2006.

MIRANDA, L. B.; CASTRO, B. M. & KJERFVE, B. **Princípios de oceanografia física de estuários**. 1ª ed. USP. São Paulo, Brasil. 2002. 427 p.

NEUMANN-LEITÃO, S.; MATSUMURA-TUNDISI, T. & CALIJURI, M. C. Distribuição e aspectos ecológicos do zooplâncton da represa do Lobo (Broa) - São Paulo. In: ENCONTRO BRASILEIRO DE PLÂNCTON, 4, 1991, Recife. *Anais...* Recife: **Sociedade Brasileira de Plâncton**, 393-414 p. 1991.

NEUMANN-LEITÃO, S.; GUSMÃO, L. M. O.; NASCIMENTO-VIEIRA, D. A. & NOGUEIRA-PARANHOS. Variação diurna e sazonal do zooplâncton no estuário do rio Ipojuca, PE (Brasil). **Trabalhos Oceanográficos da Universidade Federal de Pernambuco**, **24**: 103-133. 1996.

NEUMANN-LEITAO, S.; SANT'ANNA, E. M. E.; GUSMÃO, L. M. O.; NASCIMENTO-VIEIRA, D. A.; PARANAGUA, M. N. & SCHWAMBORN, R. Diversity and distribution of 43 the mesozooplankton in the tropical Southwestern Atlantic. **Journal of Plankton Research**, **30** (7): 795-805. 2008.

Ng, P. K. L., Guinot, D. & Davie, P. J. F. Sistema Brachyurorum: part I. An annotated checklist of extant Brachyuran crabs of the world. **The Raffles Bulletin of Zoology**, **17**:1-286. 2008.

PAULA, J. A key and bibliography for the identification of zoeal stages of brachyuran crabs (Crustacea, Decapoda, Brachyura) from the Atlantic coast of Europe. **Journal of Plankton Research**, **18** (1): 17-27. 1996.

PEREIRA FILHO, J.; SPILLERE, L. C. & SCHETTINI, C. A. F. Dinâmica de nutrientes na região portuária do estuário do rio Itajaí-açu, SC. **Atlantica**, **25** (1): 11-20. 2003.

PESSOA, V. T.; NEUMANN-LEITÃO, S.; GUSMÃO, L. M. O.; SILVA, A. P. & PORTO-NETO, F. F. Comunidade zooplanctônica na baía de Suape e nos estuários dos Rios Tatuoca e Massangana, Pernambuco (Brasil). **Revista Brasileira de Engenharia de Pesca**, **4** (1): 80-94. 2009.

QUEIROGA, H.; COSTLOW, J. D.; & MOREIRA, M. H. Larval abundance patterns of *Carcinus maenas* (Decapoda, Brachyura) in Canal de Mira (Ria de Aveiro, Portugal). **Marine Ecology Progress Series**, **111**: 63–72. 1994.

RAYMONT, J. E. G. Plankton and productivity in the oceans. 2. Zooplankton. Oxford, **Pergamont press**. 1983. 824p.

RICE, A. & TSUKIMURA, B. A key to the identification of brachyuran zoeae of the San Francisco bay estuary. **Journal of Crustacean Biology**, **27** (1): 74–79. 2007.

SCHUBART, C. D. & CUESTA, J. A. First zoeal stages of four *Sesarma* species from Panama, with identification keys and remarks on the American Sesarminae (Crustacea: Brachyura: Grapsidae). **Journal of Plankton Research**, **20**: 61-84. 1998.

SERBINO, N. M. B. **Descrição morfológica e aspectos evolutivos larvais em Ocypodidae e grupos relacionados (Decapoda: Brachyura)**. Dissertação de Mestrado em Zoologia. Instituto de Biociências de Botucatu da Universidade Estadual Paulista , UNESP. 2003. 134p.

SILVA, A. P.; NEUMANN-LEITÃO, S.; SCHWAMBORN, R.; GUSMÃO, L. M. O. & SILVA, T. A. Mesozooplankton of an impacted bay in North Eastern Brazil. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, **47** (3): 485-493. 2004.

TUNDISI, J. G. O Plâncton Estuarino. Contribuições Avulsas do Instituto Oceanográfico da Universidade de São Paulo, **Série Oceanográfica Biológica**, **19**: 1-22. 1970.

WOLFF, M.; KOCH, V. & ISACC, V.J. A trophic flow model of the Caeté mangrove estuary (North Brasil), with considerations for the sustainable use of its resources. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, **50**: 789 - 803. 2000.

Submetido para publicação na revista Acta Zoologica

CAPITULO II

**THE COMPLETE LARVAL DEVELOPMENT OF *PANOPEUS LACUSTRIS* DESBONNE,
1867 (BRACHYURA: PANOPEIDAE), FROM THE AMAZON REGION, REARED IN
THE LABORATORY**

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

The complete larval development of *Panopeus lacustris* Desbonne, 1867 (Brachyura: Panopeidae), from the Amazon region, reared in the laboratory

Adelson S. de Souza,¹ Fernando A. Abrunhosa,² and Rauquীর M. da Costa³

^{1,2} Instituto de Estudos Costeiros (IECOS), crustacean laboratory, Universidade Federal do Pará, Alameda Leandro Ribeiro s/n, Aldeia, 68600-000, Bragança, PA, Brazil; ³ Instituto de Estudos Costeiros (IECOS), plankton laboratory and microalga cultivation, Universidade Federal do Pará, Alameda Leandro Ribeiro s/n, Aldeia, 68600-000, Bragança, PA, Brazil. adelsonssouza@gmail.com; faraujo@ufpa.br; raucosta@ufpa.br

Abstract

Souza, A. S., Abrunhosa, F. A. and Costa, R. M. 2011. The complete larval development of *Panopeus lacustris* Desbonne, 1867 (Brachyura: Panopeidae), from the Amazon region, reared in the laboratory.

Larvae of the mud crab *P. lacustris* were reared in laboratory from ovigerous females collected in the estuarine area of the Caeté River in the Amazonian region. The complete development of this species consisted of 4 zoeal and 1 megalopal stages, where each stage was described and illustrated in detail. The results were compared with those of other previous studies on larval development of the species belonging to the genus *Panopeus* and then briefly discussed.

Key words: Caeté estuary; crustacean; larval morphology.

Adelson S. de Souza, Instituto de Estudos Costeiros (IECOS), crustacean laboratory, Universidade Federal do Pará, Alameda Leandro Ribeiro s/n, Aldeia, 68600-000, Bragança, PA, Brazil. E-mail: adelsonssouza@gmail.com

Introduction

Crabs of the family, Panopeidae Ortmann, 1893 are among the most abundant invertebrates of marine intertidal and shallow subtidal habitats along the temperate and tropical Atlantic coastal lines of the American continents. The species inhabits freshwater environments, oligohaline

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

estuaries and hypersaline lagoons (Schubart *et al.* 2000). Several panopeid crabs are potentially important predators of small individuals of the molluscs species and other crab species (Guida 1976; Brown and Haight 1992; Milke and Kennedy 2001).

Studies involving the post-embryonic development of the different species of crabs belonging to the family Panopeidae particularly the genus *Panopeus* H. Milne Edwards, 1834, have been conducted since 1961 through publication of the complete larval development of *Panopeus herbstii* H. Milne Edwards, 1834 by Costlow and Bookhout. Subsequently, other species have had their development studied such as: *P. occidentalis* Saussure, 1857, by Ingle (1985), *P. americanus* Saussure, 1857, by Negreiros-Fransozo (1986), *P. austrobesus* Williams, 1983, by Montú *et al.* (1988), *P. africanus* A. Milne-Edwards, 1867 by Rodriguez and Paula (1993), *P. marginatus* Williams and Boschi, 1990 by Rodriguez and Spivak (2001) and *P. meridionalis* Williams, 1983 by Luppi *et al.* (2003). Besides these species, a preliminary description of the larvae of *P. rugosus* A. Milne-Edwards, 1880, by Rodrigues (1997) has also been presented.

According to Williams (1983), *P. herbstii* (*sensu lato*) has been described by various authors as belonging to six distinct species: *P. herbstii* (*sensu stricto*), *P. simpsoni* Rathbun, 1930, *P. obesus* Smith, 1869, *P. lacustris* Desbonne, 1867, *P. austrobesus*, and *P. meridionalis*. This fact is also discussed by Montú *et al.* (1988), in which he suggests that the description accomplished by Costlow and Bookhout (1961) either refers to *P. herbstii* (*sensu stricto*) or to *P. obesus*.

Recently, *P. bermudensis* Benedict and Rathbun, 1981, described by Martin *et al.* (1985), has been removed from the *Panopeus* genus and allocated to the new genus *Acantholobulus*, which suggests the accommodation of several other Brachyuran crab species formerly assigned to the genus *Panopeus* and to the genus *Hexapanopeus* Rathbun, 1898 (see Felder and Martin 2003).

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Although many studies are available on crustacean larvae, the morphological larval descriptions of many decapods species such as *P. lacustris* are still unknown (Anger *et al.* 1995). For the *Panopeus* species that inhabit Brazilian waters, studies on the complete larval development have been reported for *P. americanus*, *P. autrobesus*, *P. rugosus* and *P. occidentalis* (Melo 1996; Rodrigues 1997). However, no studies were reported for *P. lacustris* and *Panopeus hartii* Smith, 1869. The first, is a species widely distributed in the Atlantic occidental coastline - Florida, Bermuda, Antilles, Colombia, Brazil (Pará to Rio de Janeiro), and in the oriental Pacific - Hawaii (Melo 1996).

Therefore, the present study aims to improve the knowledge on the larval morphology of Panopeidae through detailed descriptions and illustrations of *P. lacustris*. The results were briefly compared with the other descriptions of larvae of the genus *Panopeus* available in literature and then the morphological differences among the species were discussed.

Materials and methods

Two ovigerous females of *Panopeus lacustris* were collected in Furo Grande tidal creek (00°50'421"S 046°38'398"W), located in the estuary of Caeté River, in the Amazonian region.

The crabs were transported to the laboratory and were maintained separately in aquariums (capacity 5 L) containing sea water (salinity 30) with constant aeration.

After hatching, about 320 larvae were transferred to 10 containers, volume 300 mL (average density, 32 larvae/container). This was done in order to estimate the intermolt period and survival rates during the culture phase. Another group averaging 200 larvae was reared separately and distributed in 6 containers (average density, 33 larvae/recipient) to obtain samples of exuviae and the death of individuals.

Both cultures were maintained at 27°C (\pm 1) temperature, 8.1 pH, and 30 salinity. Salinity 30 was obtained by the dilution of filtered natural sea water with distilled water. The

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

larvae were reared under an artificial photoperiod of 12/12 h (L/D), fed *Artemia* nauplii, and the recipient water was changed every two days.

Samples of individuals and exuviae of each larval stage were preserved in alcohol 70% + glycerol (1:1) solution. The larvae were dissected with fine needles, measured and then illustrated using a Coleman equipped with *camera lucida* and Zeiss Axioskop 40 compound microscope, both with a micrometer disc.

At least 10 individuals and exuviae of each stage were used for illustrations and measurements. For zoeal larvae, the carapace lengths (CL) were measured from the ocular region to the posterior margin of the carapace and the rostradorsal lengths (RDL) were measured from the tip of the rostral spine to the tip of the dorsal spine. In megalopae, the carapace lengths (CL) were measured from the rostrum base to the posterior margin and the carapace widths (CW) were measured as the maximum width encountered.

The first stage was described integrally, while the subsequent stages were described only when new morphologic characteristics were encountered. The terminology used in the morphological descriptions follows Factor (1978), Clark *et al.* (1998), Rieger and Santos (2001), Garm (2004), Horn and Buckup (2004), Pohle and Telford (1981). Samples of larvae and the female of the *P. lacustris* were deposited in the museum Emilio Goeldi (Pará, Brazil), under catalog numbers (XXX) (zoeas 1 to 4 and megalopae) and (XXX) (female).

Results

The larval development of *P. lacustris* consisted of four zoeae and one megalopa. No prezoaea were observed. Body measurements of zoeal and megalopa stages are summarized in Table 1. Morphological features and setation formulae of the zoeal development are listed in Table 2. Survival rate and duration of the larval period from hatching to megalopa are shown in the Fig. 1.

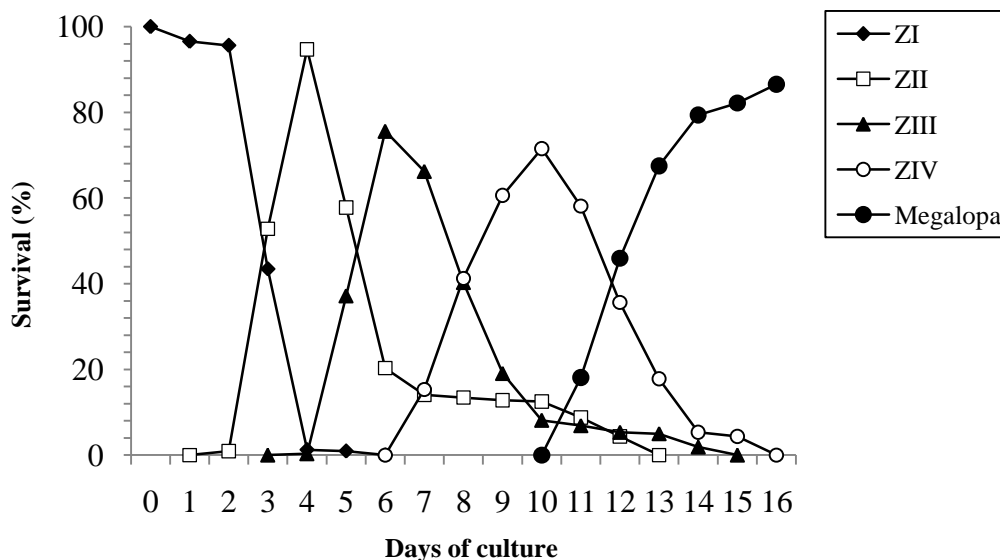
D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Fig. 1. Survival (%) and duration of the larval stages zoea to megalopa of *Panopeus lacustris* during 16 days of cultivation.

Table 1. Time to the appearance of each larval stage and measurements of *Panopeus lacustris*.

Stage	Time elapsed after hatching (days)	Rostrodorsal length (RDL) mean \pm SD (mm)	Carapace length (CL) mean \pm SD (mm)	Carapace width (CW) mean \pm SD (mm)
Zoea I	0	1.35 \pm 0.02	0.33 \pm 0.01	—
Zoea II	2	1.7 \pm 0.03	0.44 \pm 0.01	—
Zoea III	4	2.12 \pm 0.04	0.59 \pm 0.03	—
Zoea IV	7	2.6 \pm 0.06	0.7 \pm 0.01	—
Megalopa	11	—	1.01 \pm 0.04	0.81 \pm 0.03

Description

Panopeus lacustris Desbonne, 1867

Zoea I

Carapace (Fig.2A).—Globose, smooth, lacking tubercles and bearing a pair of lateral spine projected perpendicularly. Dorsal spine present, long and curved distally. Rostral spine as long as protopod of antenna. Posterodorsal region of carapace with a pair of simple setae. Eyes sessile.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Antennule (Fig. 3A).—Uniramous, conical-shaped. Endopod absent. Exopod unsegmented with 2 aesthetascs and 2 simple unequal setae.

Antenna (Fig. 3F).—Protopod well-developed, armed distally with rows of spines. Endopod absent. Exopod minute, with 1 terminal simple seta.

Maxillule (Fig. 4A).—Protopod absent. Endopod 2-segmented bearing 1 pappose seta on proximal segment and 2 subterminal and 4 terminal pappose setae on distal segment. Exopod lacking setae. Basal endite with 2 cuspidate, 2 plumodenticulate (1 subterminal) and 1 subterminal plumose setae. Coxal endite with 6 plumodenticulate setae (5 terminal and 1 lateral subterminal) and 1 simple lateral subterminal seta.

Maxilla (Fig. 5A).—Scaphognathite with 4 marginal plumose setae and a long posterior process with microtrichias. Endopod bilobed with 3 + 5 (2 subterminal and 3 terminal) sparsely plumose setae. Basal endite bilobed with 5 + 4 sparsely plumose setae. Coxal endite bilobed, with 4 + 4 sparsely plumose setae.

First Maxilliped (Fig. 6A).—Basis with 2, 2, 3, 3 pappose setae in the inner margin. Endopod 5-segmented, with 3, 2, 1, 2 and 5 (1 subterminal simple seta + 4 terminal) pappose setae from proximal to distal segment. Exopod 2-segmented with 4 long plumose natatory terminal setae.

Second Maxilliped (Fig. 6F).—Basis with 1, 1, 1, 1 pappose setae on the inner margin. Endopod 3-segmented with 1 simple, 1 denticulate and 5 (1 subterminal denticulate + 2 pappose terminal + 2 simple terminal) setae from proximal to distal segment. Exopod 2-segmented with 4 long plumose natatory terminal setae.

Abdomen (Fig. 7A).—With 5 somites and telson. Somites 2 and 3 with pair of dorsolateral spines. Somites 3 - 5 with pair of long posterolateral processes. Somites 2 - 5 with a pair of minute posterodorsal setae. Telson bifurcated, curved dorsally with 2 lateral unequal spines and 1 dorsal spine. Inner margin with 2 groups of 3 plumodenticulate setae separated by medial sinus.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.Table 2. Morphological features and setation formulae of the zoeal development of *Panopeus lacustris*.

Abbreviations: s, seta; a, aesthetasc; seg., segment.

	Zoea I	Zoea II	Zoea III	Zoea IV
Carapace				
Lateral spine	present	present	present	present
Anterodorsal s (pairs)	0	2	3	3
Posterodorsal s (pairs)	1	1	1	1
Ventral margin s (pairs)	0	1	5	11
Antennule				
Protopod	2a, 2s	4a, 1s	4a, 2s	7a, 2s
Endopod	absent	absent	small bud	bud
Antena				
Endopod	absent	absent	bud	developed
Maxillule				
Exopod s	absent	present	present	present
Basal endite s	5	8	9	11
Coxal endite s	7	7	8	11
Endopod				
Proximal seg s	1	1	1	1
Distal seg s	6	6	6	6
Epipod	absent	absent	absent	present
Maxilla				
Basal endite s	5 + 4	5 + 4	5 + 5	6 + 6
Coxal endite s	4 + 4	4 + 4	4 + 4	4 + 5
Endopod s	3 + 2 + 3	3 + 2 + 3	3 + 2 + 3	3 + 2 + 3
Scaphognathite	4 + process	11	19	26
First Maxilliped				
Coxa s	absent	absent	1	2
Basis s	2 + 2 + 3 + 3	2 + 2 + 3 + 3	2 + 2 + 3 + 3	2 + 2 + 3 + 3
Endopod				
Proximal seg s	3	3	3	3
2 nd seg s	2	2	2	2
3 rd seg s	1	1	1	1
4 th seg s	2	2	2	2
Distal seg s	5	5	6	6
Exopd s	4	6	8	10
Second Maxilliped				
Basis s	1 + 1 + 1 + 1	1 + 1 + 1 + 1	1 + 1 + 1 + 1	1 + 1 + 1 + 1
Endopod				
Proximal seg s	1	1	1	1
2 nd seg s	1	1	1	1
Distal seg s	5	5	5	6
Exopod	4	7	9	11
Third Maxilliped				
	*	*	*	*
Pereiopods				
	*	*	*	*
Abdomen				
Proximal so s	0	1	3	3
2 nd to 5 th so s	2	2	2	2
6 th so s	absent	absent	absent	absent
Pleopods	absent	absent	buds	bilobed
Telson				
Furca (outer spine)	3	3	3	3
s (inner)	6	6	8	9

*Not registered.

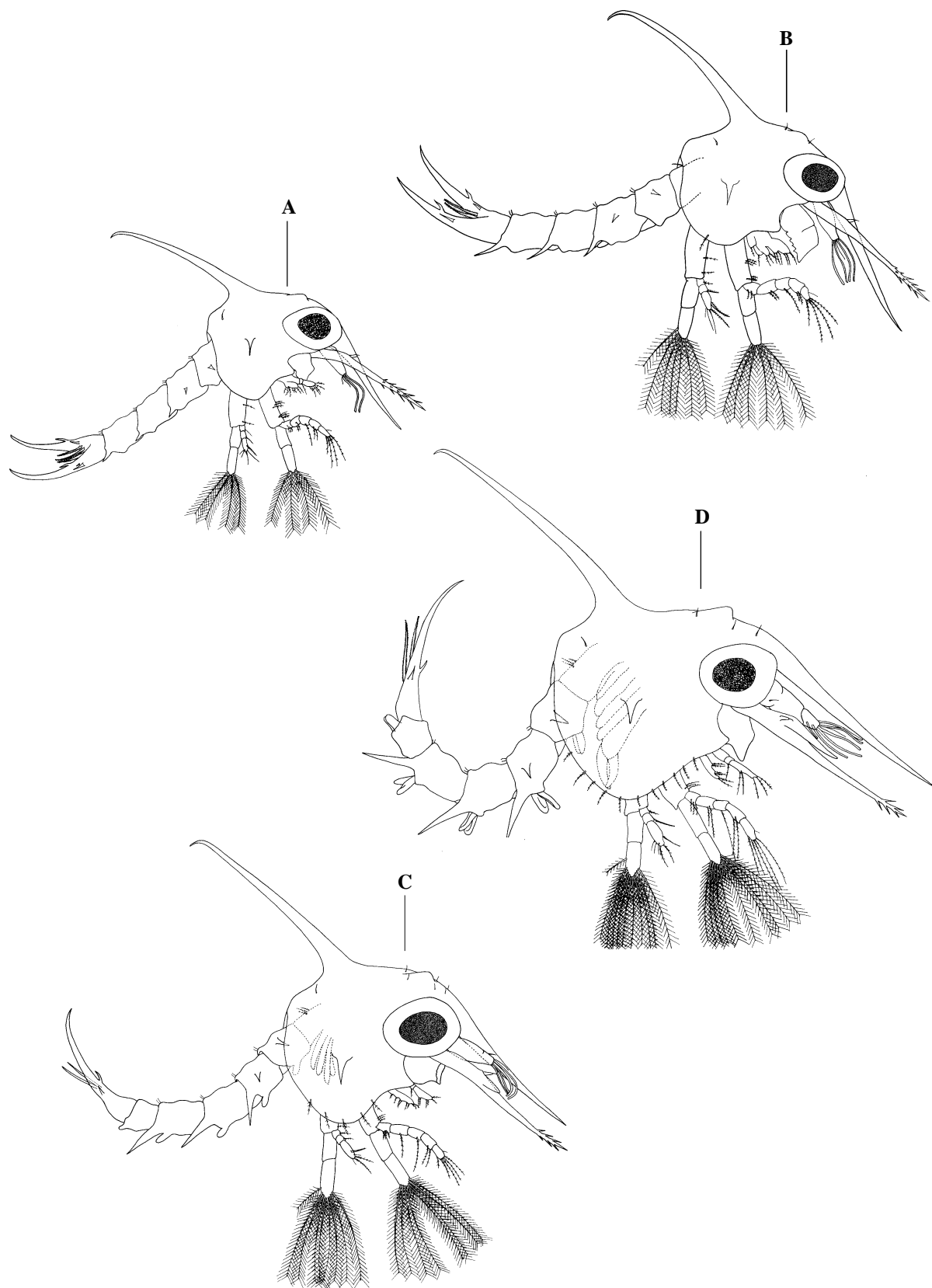
D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Fig. 2. *Panopeus lacustris*. Lateral view: A, zoea I; B, zoea II; C, zoea III; D, zoea IV. Scale bar: A-D= 0.2 mm.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Zoea II

Carapace (Fig. 2B).—With 2 pairs of anterodorsal setae and one pair of posterodorsal setae.

Each ventral margin with 1 sparsely plumose seta. Eyes stalked.

Antennule (Fig. 3B).—Exopod with 4 long aesthetascs and 1 simple seta.

Antenna (Fig. 3G).—Spinous process now less spinose.

Maxillule (Fig. 4B). —Basal endite with 3 cuspidate, 4 plumodenticulate (2 subterminal) and 1 subterminal lateral plumose setae. Coxal endite with 4 plumodenticulate, 1 plumose and 2 simple (1 subterminal lateral) setae. Exopod present a long plumose marginal seta.

Maxilla (Fig. 5B).—Scaphognathite with 11 marginal plumose seta (last 4 setae showing reduced in size). Basal endite bilobed with 4 + 5 sparsely plumose setae.

First Maxilliped (Fig. 6B).—Exopod with 6 long natatory plumose setae on distal segment.

Second Maxilliped (Fig. 6G).—Endopod now with 1 pappose seta on distal segment. Exopod with 1 short subterminal and 6 long terminal natatory plumose setae on distal segment.

Abdomen (Fig. 7B).—First somite with 1 dorsal seta. Posterolateral process on 3 – 5 somites are more developed. Telson unchanged.

Zoea III

Carapace (Fig. 2C).—With 3 pairs and 1 pair of anterodorsal and posterodorsal setae, respectively. Each ventral margin with 5 sparsely plumose setae.

Antennule (Fig. 3C).—Exopod with 4 aesthetascs and 1 simple and 1 short subterminal setae. Endopod bud present.

Antenna (Fig. 3H).—Endopod bud present.

Maxillule (Fig. 4C).—Basal endite with 3 cuspidate, 5 plumodenticulate (3 subterminal) and 1 subterminal lateral plumose setae. Coxal endite with 5 plumodenticulate (1 subterminal lateral) and 3 simple (1 subterminal lateral) setae.

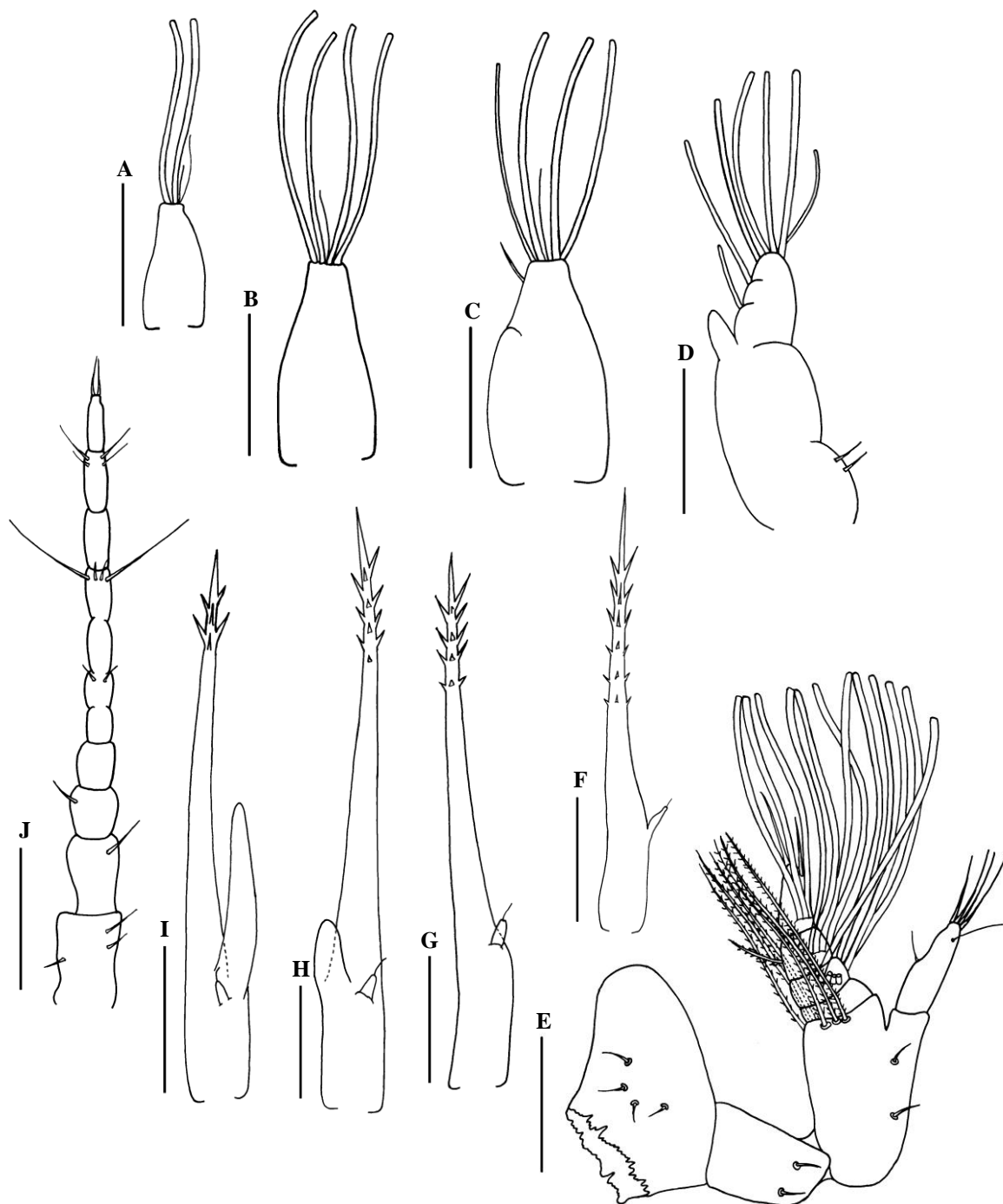
D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Fig. 3. *Panopeus lacustris*. Antennule: A, zoea I; B, zoea II; C, zoea III; D, zoea IV; E, megalopa. Antenna: F, zoea I; G, zoea II; H, zoea III; I, zoea IV; J, megalopa. Scale bar: A, B, E, F= 0.1 mm; C, D, G, H, J= 0.13 mm; I= 0.2 mm.

Maxilla (Fig. 5C).—Scaphognathite with 19 marginal plumose setae (last 11 setae showing reduced in size). Basal endite bilobed, with 5 + 5 sparsely plumose setae.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Table 3: Differences and morphologic similarities in the larval stages of *Panopeus* species: *P. herbstii* (Costlow and Bookhout 1961); *P. americanus* (Negreiros-Fransozo 1986); *P. austrobesus* (Montú *et al.* 1988); *P. africanus* (Rodríguez and Paula 1993); *P. margentus* (Rodríguez and Spivak 2001); *P. occidentalis* (Ingle 1985); *P. meridionalis* (Luppi *et al.* 2003); and *P. lacustris* (present study). Abbreviations: s, setation; a, aesthetacs; seg, segment; so, somites; nd, not described.

	<i>P. herbstii</i>	<i>P. americanus</i>	<i>P. austrobesus</i>	<i>P. africanus</i>	<i>P. margentus</i>	<i>P. occidentalis</i>	<i>P. meridionalis</i>	<i>P. lacustris</i>
Carapace								
Dorsal and rostral spine	well developed	well developed	well developed	well developed	well developed	well developed	well developed	well developed
Lateral spine	present	present	present	present	reduced	present	present	present
Anterodorsal s (pairs, zoea I - IV)	nd	nd	nd	0-2-2-2	0-2-3-3	0-3-3-3	0-2-2-3	0-2-3-3
Posterodorsal s (pairs, all zoea)	nd	nd	nd	1	1	1	1	1
Ventral margin s (zoea I-IV)	in zoea IV	nd	1-2/1-2/0-6/8	0-1-5-9	1-6-9-12	0-1/2-3/5-(?)	0-3-6-12	0-1-5-11
Antennule								
Endopod (appeared on stage)	zoea III	zoea IV	zoea III	zoea IV	zoea IV	zoea IV	zoea III	zoea III
Exopod a, s (zoea I-IV)	3-3-3-11, 2-2-2-1	3-3-4-6, 1-1-1-1	3-3-3-5, 1-2-2-3	3-4-5-8,1	4-5-6-10	3-4-4-9/10, 1-1-2-1/2	3-4-5-12,1	2-4-4-7, 2-1-2-0
Antena								
Protopod spines	present	present	present	present*	absent	present	present*	present*
Endopod (appeared on stage)	zoea II	zoea III	zoea III	zoea II	zoea III	zoea II	zoea III	zoea III
Exopod apical s (zoea I-V)	1-1-1-1	1-1-1-2	0-0-1-0	1-1-1-1	1-1-1-1	2-1-1-1	1-1-1-1	1-1-1-1
Maxillule								
Coxal endite s (I-IV)	7-7-7-9	6-7-5-7	7-7-8-9	7-7-8-9	7-7-8-11	8-8-8-9	7-7-8-11	7-7-8-11
Basal endite s (I-IV)	5-8-9-12	5-8-9-12	5-8-9-12	5-8-9-14	5-8-9-11	5-8-9-11	5-8-9-12	5-8-9-11
Endopod s (proximal, distal, all zoeas)	1,6	1,6	1,6	1,6	1,6	1,6	1,6	1,6
Exopod s (appeared on stage)	zoea III	nd	zoea II	zoea II	zoea II	zoea II	zoea II	zoea II
Epipod s (appeared on stage)	nd	nd	nd	nd	zoea III	nd	zoea IV	zoea IV

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Table 3. Continued.

	<i>P. herbstii</i>	<i>P. americanus</i>	<i>P. austrobesus</i>	<i>P. africanus</i>	<i>P. margentus</i>	<i>P. occidentalis</i>	<i>P. meridionalis</i>	<i>P. lacustris</i>
Maxilla								
Coxal endite s (zoea I-IV)	8-8-8-9	5-8-8-7	8-8-7-9	9-8-8-9	8-8-8-9	8-8-8-11	7-8-8-9	8-8-8-9
Basal endite s (zoea I-IV)	9-9-10-13	6-8-7-7	8-9-9-13	9-9-9-13	9-10-10-13	9-9-10-11	9-9-10-12	9-9-10-12
Endopod s	3+2+3	3+2+3	3+2+3	3+2+3	3+2+3	3+2+3	3+2+3	3+2+3
Scaphognathite s (zoea I-IV)	4-10-18-25	4-11-16-18	4-11-17-28	4-10/11-16-25	4-10/11-18/20-28/30	3-10-19-28	4-11-19-24	4-11-19-26
First maxilliped								
Basis s (all zoeas)	10	10	variable	10	10	10	10	10
Endopod s (seg 1 to 5, all zoea)	3,2,1,2,5/6	3,2,1,2,5/6	2/3,2,1,2,5/6	3,2,1,2,5/6	3,2,1,2,5/6/6	3,2,1,2,5/6	3,2,1,2,5/6	3,2,1,2,5/6/6
Exopod s (zoea I-IV)	4-6-8-10	4-6-8-10	4-7-8-10	4-6-8-10	4-6-8-10	4-6-8-10	4-6-8-10	4-6-8-10
Second maxilliped								
Basis s (all zoea)	4	4	4	4	4	4	4	4
Endopod s (seg 1 to 3, all zoea)	1,1,5	1,1,5	1,1,4	1,1,5	1,1,5	1,1,5 4-6/7-8/9-	1,1,5	1,1,5/6
Exopod s (zoea I-IV)	4-7-9-11	4-7-9-11	4-7-9-11	4-7-9-11	4-7-9-11	10/11	4-7-9-11	4-7-9-11
Abdomen								
Dorso-lateral processes so	2,3	2,3	2,3	2,3	2,3	2,3	2,3	2,3
Postero-lateral processes so	2-5	2-5	2-5	2-5	2-5	2-5	2-5	2-5
First so s (zoea I-IV)	nd	nd	0-1-0-3	0-1-3-3	0-1-3-3	0-1-2-3	0-2-3-3	0,1,3,3
2 nd to 5 th so s	2,2,2,2	nd	1,2,2,2	2,2,2,2	2,2,2,2	2,2,2,2	2,2,2,2	2,2,2,2
6 th so s	nd	nd	2	0	0	0	0	0
Pleopods (appeared on stage)	zoea III	zoea III	zoea III	zoea III	zoea III	zoea III	zoea III	zoea III
Telson								
Spine on furcae (lateral-dorsal inner median)	2-1	1-1#	2-1	2-1	1-1	2-1	2-1	2-1
Setation on furcae (inner margin) (zoea I-IV)	6-6-8-9	6-6-8-9	6-6-8-9	6-6-8-8	6-6-8-10	6-6-8-9	6-6-8-9	6-6-8-9

*The number of spine decrease of with each larval stage, #Found only in the first larval stage.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

First Maxilliped (Fig. 6C).—Coxal with 1 pappose seta. Basis unchanged. Endopod 5-segmented with 3, 2, 1, 2 and 6 (2 subterminal, 1 simple and 1 pappose + 4 terminal) pappose setae. Exopod with 8 long natatory plumose setae on distal segment.

Second Maxilliped (Fig. 6H).—Endopod with 2 pappose setae on distal segment. Exopod with 1 short subterminal and 8 long terminal natatory plumose setae on distal segment.

Abdomen (Fig. 7C).—With 6 somites. First somite with 3 dorsal simple setae. Pleopod buds and present on somites 2 – 5, endopod absent. Telson with 1 additional pair of inner setae on the mid-posterior margin.

Zoea IV

Carapace (Fig. 2D).—With 11 sparsely plumose setae on each ventral margin.

Antennule (Fig. 3D).—Biramous. Basis with 2 simple setae. Exopod with 2 subterminal (1 short) + 5 terminal long aesthetascs.

Antenna (Fig. 3I).—Endopod well-developed.

Maxillule (Fig. 4D).—Endopod with 2 setae in a half of the distal segment and 2 subterminal and 2 terminal pappose setae. Basal endite with 3 cuspidate, 6 (3 subterminal and 1 subterminal lateral) plumodenticulate and 2 subterminal lateral plumose setae. Coxal endite with 3 cuspidate, 3 plumodenticulate and 5 subterminal plumose (3 lateral) setae. Basis of the exopod with 1 sparsely plumose (epipod) setae.

Maxilla (Fig. 5D).—Scaphognathite with 26 marginal plumose setae (last 16 setae showing reduced in size). Basal endite bilobed with 6 + 6 sparsely plumose setae. Coxal endite bilobed with 4 + 5 sparsely plumose setae.

First Maxilliped (Fig. 6D).—Coxal with 2 pappose setae. Exopod with 10 long natatory plumose setae on distal segment.

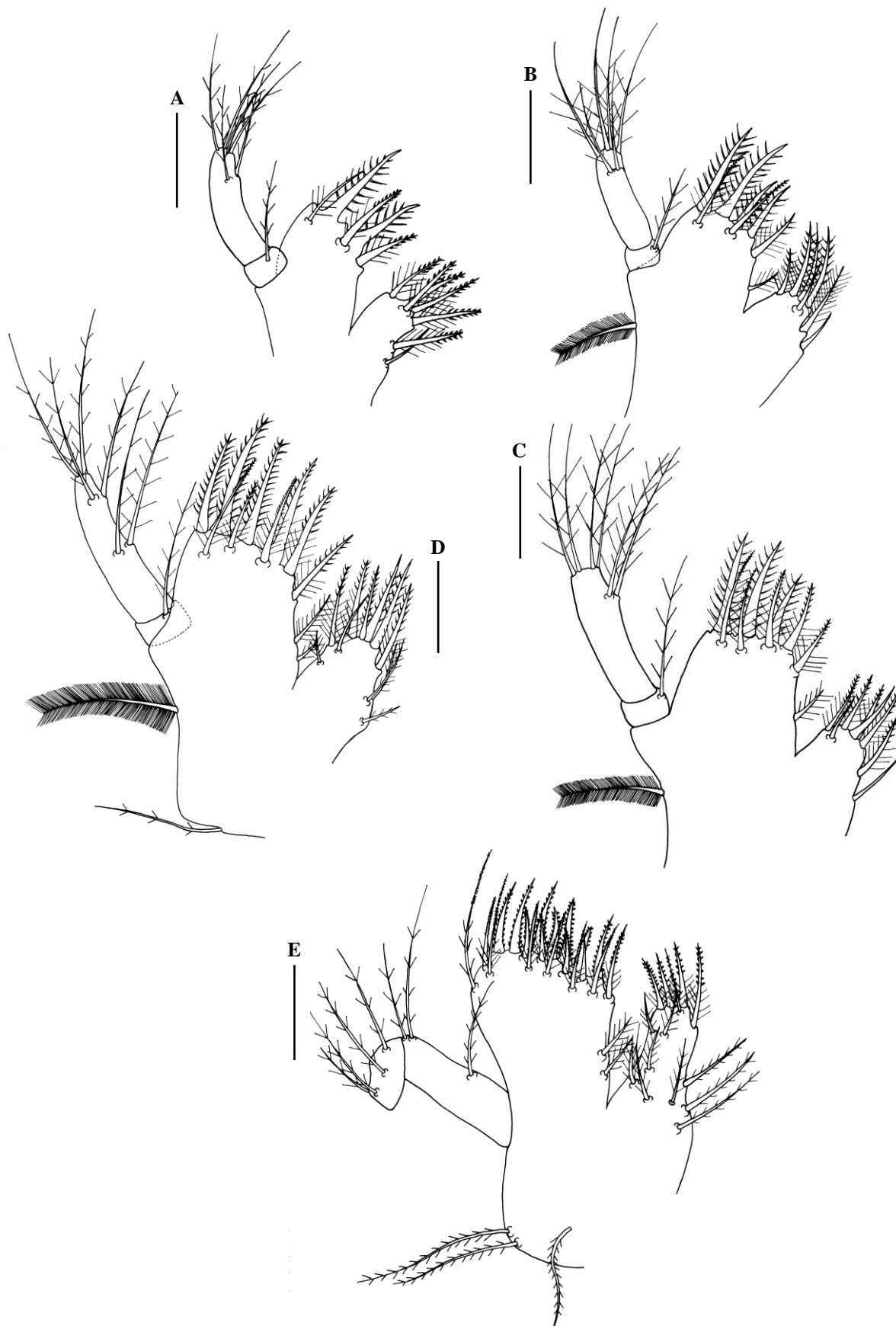
D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Fig. 4. *Panopeus lacustris*. Maxillule: A, zoea I; B, zoea II; C, zoea III; D, zoea IV; E, megalopa. Scale bar: A-E= 0.05 mm.



Fig. 5. *Panopeus lacustris*. Maxilla: A, zoea I; B, zoea II; C, zoea III; D, zoea IV; E, megalopa. Scale bar: A-E= 0.05 mm.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Second Maxilliped (Fig. 6I).—Endopod with 1 additional simple seta on distal segment. Exopod with 1 short subterminal plumose and 10 long terminal natatory plumose setae on distal segment.

Abdomen (Fig. 7D).—First somite with 3 dorsal sparsely plumose setae. Posterolateral processes of the somites 3-5 more developed. Pleopods with endopods (Fig. 7G), except in the 6th somite (Fig. 7H). Telson with 3 sparsely plumose setae on mid-posterior margin.

Megalopa

Carapace (Fig. 8A).—Subquadrate, longer than broad. Rostrum ventrally deflected, with 2 lateral spines in base. Carapace surface setose with 4 setae on the groove present in the region posterior dorsal.

Antennule (Fig. 3E).—Peduncle 3-segmented with 4, 2, 2 short simple + 6 long and denticulate setae, respectively. Endopod unsegmented with 2 subterminal and 4 terminal simple setae. Exopod 4-segmented with 0, 8, 4, 3 aesthetascs, respectively and 0, 1 serrulate and 0, 3 simple setae, respectively.

Antenna (Fig. 3J).—Peduncle 3-segmented with 3, 1, 1 setae, respectively. Flagellum 8-segmented, segments 2-5 incompletely segmented (in some individual well-segmented) bearing 0, 0, 2, 0, 4, 0, 4, 2 terminal setae, respectively.

Maxillule (Fig. 4E).—Endopod unsegmented with 1 proximal sparsely plumose, 2 medial sparsely plumose, 2 subterminal sparsely plumose and 2 terminal sparsely plumose setae. Basal endite with 7 cuspidate, 12 subterminal plumodenticulate and 2 subterminal lateral plumose setae. Coxal endite with 9 subterminal sparsely plumose (3 lateral), 5 plumodenticulate (1 subterminal) setae. Basis of the exopod with 2 + 1 sparsely plumose setae.

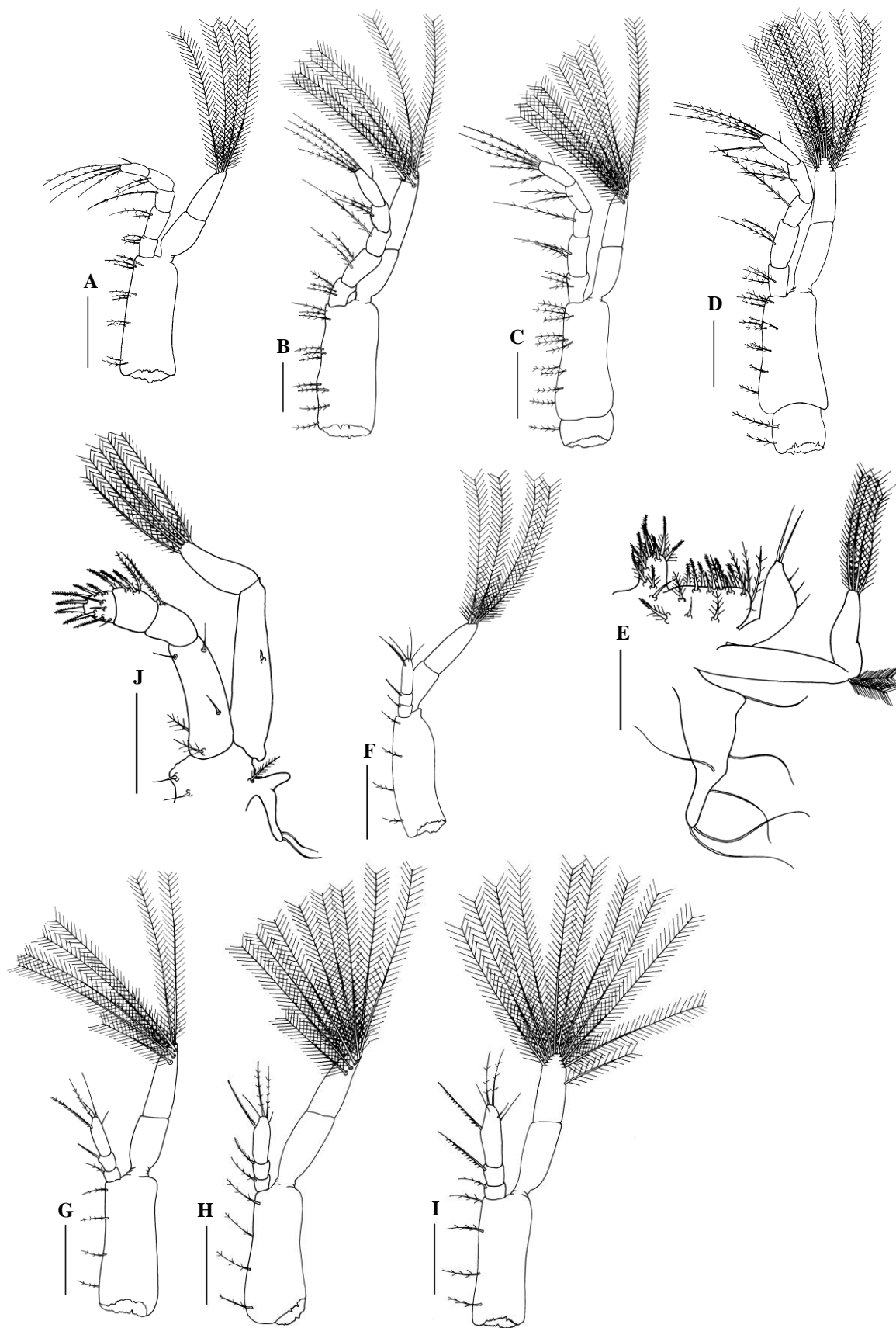


Fig. 6. *Panopeus lacustris*. First maxilliped: A, zoea I; B, zoea II; C, zoea III; D, zoea IV; E, megalopa. Second maxilliped: F, zoea I; G, zoea II; H, zoea III; I, zoea IV; J, megalopa. Scale bar: A, B, F, G= 0.1 mm; C, D, E, H, I, J= 0.13 mm.

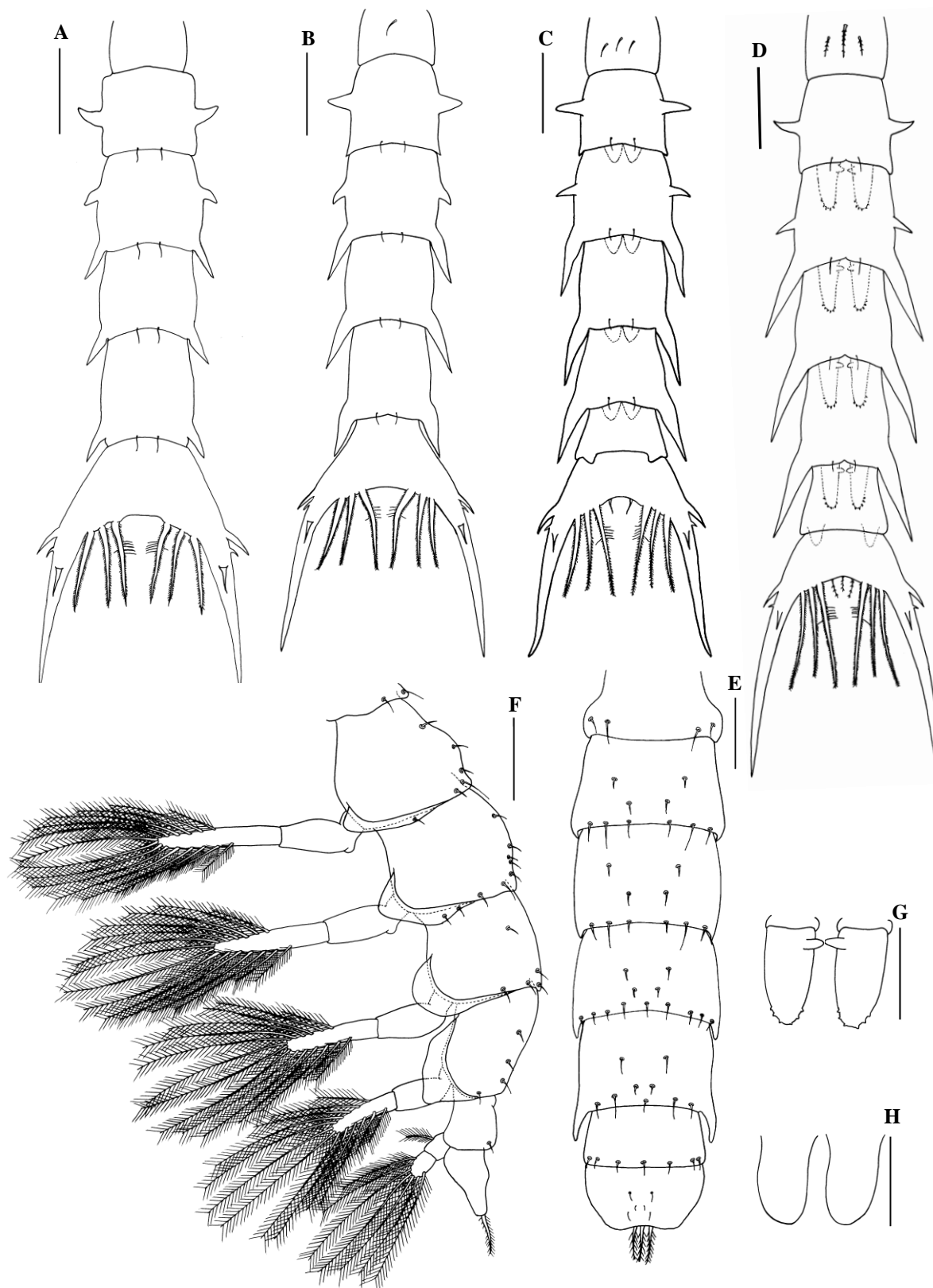
D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Fig. 7. *Panopeus lacustris*. Abdomen, dorsal view: A, zoea I; B, zoea II; C, zoea III; D, zoea IV; E, megalopa. Lateral view: F, megalopa. Zoea IV abdominal appendages: G, pleopod I; J, uropod. Scale bar: A = 0.1 mm; B, E, F = 0.13 mm; C, D = 0.2 mm; G = 0.1 mm; H = 0.05 mm.

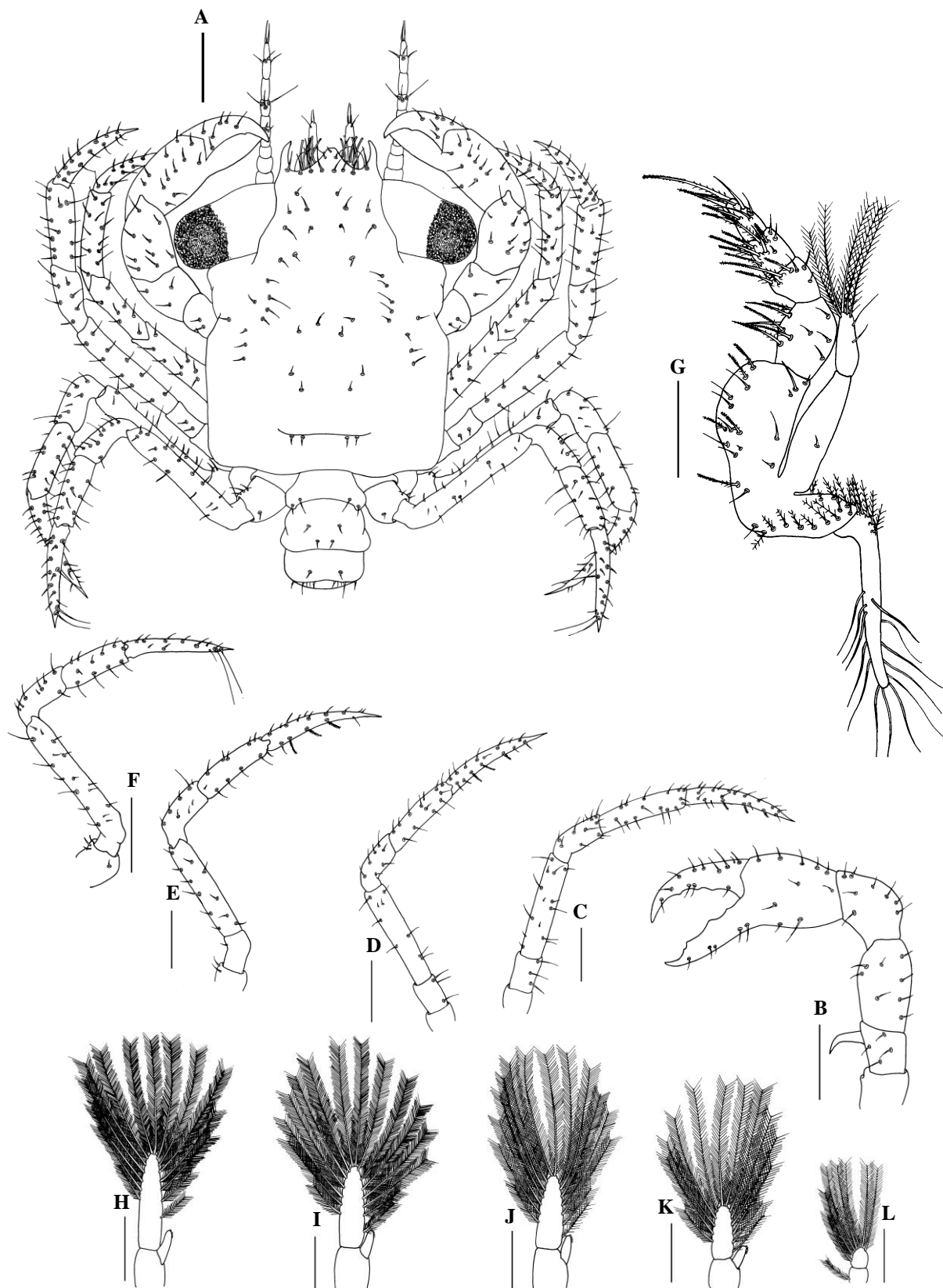


Fig. 8. *Panopeus lacustris*. Megalopa. A, dorsal view; B, cheliped; C, D, E, F, second to fifth pereopod; G, third maxilliped. Abdominal appendages: H, I, J, K, first to fourth pleopod; L, uropod. Scale bar: A-F= 0.2 mm; G-L= 0.13 mm.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.Table 4: Differences and morphologic similarities of the megalopa of *Panopeus* species: *P. herbstii* (Costlow and Bookhout 1961); *P. americanus* (Negreiros-Fransozo 1986); *P. austrobates* (Montú et al. 1988); *P. africanus* (Rodríguez and Paula 1993); *P. marginatus* (Rodríguez and Spivak 2001); *P. occidentalis* (Ingle 1985); *P. meridionalis* (Luppi et al. 2003); and *P. lacustris* (present study). Abbreviations: s, setation; a, aesthetacs; seg, segment; so, somites; nd, not described.

	<i>P. herbstii</i>	<i>P. americanus</i>	<i>P. austrobates</i>	<i>P. africanus</i>	<i>P. marginatus</i>	<i>P. occidentalis</i>	<i>P. meridionalis</i>	<i>P. lacustris</i>
Carapace								
Rostral spines	present	present	present	present	absent	absent	present	present
Antennule								
Peduncle s	0,0,6	0,0,3	0,0,2+3	0,1,1+3	3,1,3+6	sparsely	4,2,2+6	4,2,2+6
Endopod s	2+3	0+3	1+3	0,2+4	1+3	0+4	2+3	2+4
Exopod a	8,6,4	4,4,4,0	0,8,6,4,0	6+6+4+0	0,6,4,4	4 seg, 14(15)	0,8,4,4	0,8,4,3
Exopod s	0,0,3	0,0,0,2	0,0,1,0,1	0,1,2,2	0,0,2,2	0,0,1(2),2	0,0,2,2	0,1,0,3
Antena								
Peduncle s	2,1,1	0,2,1,0	variable	3,2,1	3,1,1	2,2,2	3,3,1	3,1,1
Flagellum s	0,0,2,0,4,0,4,(?)	0,0,2,0,4,0,4,4	variable,0,4,3	0,0,4,0,4,0,4,3*	0,0,4,0,4,0,4,4	0,0,2,0,4,0,4,3	1,0,3,0,3,0,4,4	0,0,2,0,4,0,4,2
Maxillule								
Coxal endite s	14	13	14	12	12	14/15	10+5	14
Basal endite s	22	18	17	2+19	2+18	3+17	11+11	21
Endopod s	3,2+2	1,3	1,4	3+2	1,2+2+2	2+3	1+2+2	1+2+2+2
Maxilla								
Coxal endite s	8+6	6+3	8+6	8+7	7+6	9+6	8+6	8+5
Basal endite s	8+10	6+7	8+10	7+10	8+12	6+9	6+1+7+2	5+10
Endopod s	2+2+3	5	8(9)	4+1	2+4	1(2)	3+1+1	3+3+2+2
Scaphognathite marginal +internal s	49+nd	37+3	44+nd	40+4	45(50)+8	49(50)+nd	44+4	43+4
First Maxilliped								
Coxal endite s	10	4(6)	6	8+3	11	11(13)	7+4	5+6
Basal endite s	18	16(18)	20	14(15)+3(4)	20(21)	21(22)	22	4+14
Endopod s	3+2	5(6)	2+5(6)	3	3+2	4(5)	4	3+2
Exopod s	1,6	0,5	1,6	2,4	2,5	2,5	2,6	2,4
Epipod s	7	7	6	3	7(8)	1(2)	7	6
Second Maxilliped								
Coxa + Basis s	nd		nd	1	1		1	2
Endopod s	3,1,6,13	0,1,3,8	2,1,5,10	2,2,1,5,8/9	6,1,5,9	2,1/2,5,9	2,2,1,6,9	5,1,4,10

Table 4: Continued.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

	<i>P. herbstii</i>	<i>P. americanus</i>	<i>P. austrobesus</i>	<i>P. africanus</i>	<i>P. margentus</i>	<i>P. occidentalis</i>	<i>P. meridionalis</i>	<i>P. lacustris</i>
Exopod (proximal, distal) s	0,6	1,5+6/7	0,5	1,5	2,5	0,5	2,6	1,5
Epipod s	nd	absent	bud	1+3	3	1+3	0+3	1+2
Third Maxilliped								
Coxa + basis s	nd	9	16	10	18	3/5	18	14**
Endopod (is,me,ca,pr,da) s	10,11,11,8,8	(?)	7,10,8,8	17,11,7/8,8/9,9	20,12,7,9,9	18/22,5/6,4/5,5/6,	21,11,7,10,10	18,10,7,10,
Exopod (proximal, distal) s	0,7	1,7	1,6/7	0,2+5	1,5	7/8	1,7	8
Epipod (prox. + long distal) s	8+12	4/5+8	0+6	4+13	6+14/15	0,6	5+14	1,2+5
Pereipods								
1 st ischium, hook	present	present	present	present	absent	present	present	present
2 nd -4 th dactylus, serrate sp	nd	present	present	present	present	present	present	present
5 th dactylus, long s	3	present	3	3	absent	3	3	2
Abdomen								
First so s	nd	nd	6	8	8	10	4	4
Second so s	nd	nd	2	12	12	12	14	10
Third so s	nd	nd	2	12	14	10	14	10
Fourth so s	nd	nd	2	12	12	8	17	13
Fifth so s	nd	nd	2	10	12	12	13	9
Sixth so s	nd	nd	2	4	4	4	6	7
Pleopod, exopod nat s	15,15,15,12	14/15,14,13,11	12,15,14,12	14,14/15,12- 14,12	14/15,14/15,13/ 14,12/13	15/16,15,16,13/14	16,15,14,13	15,15,15,13
Pleopod, endopod hooks	nd	3,3,2,2	3,3,2,2	3/4,2/3,2/3,2	3/4,3/4,3,3	2(3)	3	3
Uropod, exopod nat s	8	8	8	1+7/8	1+7	10	1+8	1+7
Telson								
marginal, dorsal, ventral s	3-6,nd,nd	4,nd,nd	2,4	3,4,2	4,8	3,4,2	3,2,1	3,6

*Variable, ** Fused with 1st segment.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Maxilla (Fig. 5E).—Scaphognathite with 43 marginal plumose and 4 short lateral setae. Endopod with 3 basal plumose setae on outer margin and 3 + 2 + 2 sparsely terminal plumose setae. Basal endite bilobed with 10 (3 subterminal) + 5 (2 subterminal) sparsely plumose setae. Coxal endite bilobed with 5 (3 subterminal) + 8 (5 subterminal) sparsely plumose setae.

First Maxilliped (Fig. 6E).—Epipod with 6 long setae. Basal endite with 14 terminal (6 plumodenticulate + 4 sparsely plumose + 4 simple) and 4 subterminal (2 sparsely plumose + 1 plumodenticulate + 1 simple) setae. Coxal endite with 6 terminal plumodenticulate and 5 subterminal (4 plumodenticulate + 1 simple) setae. Endopod unsegmented, with 3 lateral and 2 simple terminal setae. Exopod 2-segmented, with 2 distal plumose setae on proximal segment and 4 terminal plumose setae on distal segment.

Second Maxilliped (Fig. 6J).—Epipod bilobed with 1 proximal sparsely plumose on the short lobe and 2 distal simple setae in the elongate lobe. Coxa and basis indistinctively differentiated with 2 simple setae. Endopod 4-segmented with 5 (2 sparsely plumose + 3 simple), 1 sparsely plumose, 4 plumodenticulate and 10 (7 plumodenticulate + 3 simple) setae. Exopod 2-segmented, proximal segment with 1 medial short seta, distal segment with 5 long terminal plumose setae.

Third Maxilliped (Fig. 8G).—Epipod elongated, with 13 simple setae and 5 proximal plumose setae. Coxa and basis and 1st segment of endopod fused with 13 pappose setae + 1 simple seta. Endopod 5-segmented with 18 (5 plumodenticulate + 13 simple), 10 (6 plumodenticulate + 4 simple), 7 (3 plumodenticulate + 4 simple), 10 (7 plumodenticulate + 3 simple) and 8 (6 plumodenticulate + 2 simple) setae. Exopod 2-segmented, proximal segment with 1 short medial simple seta, distal segment with 2 subterminal simple and 5 long terminal plumose setae.

Pereiopods (Fig. 8B-F).—All segments are well differentiated. Chelipeds similar (Fig. 8B) ischium with prominent spine curved downward, propodus and dactylus with some irregular

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

teeth and setae as illustrated. Pereiopod 2, 3 and 4 (Fig. 8C-E) dactylus bearing 3 serrulate setae on inner margin and 1 terminal spine. Dactylus of pereiopod 5 (Fig. 8F) with 2 subterminal long simple setae, lacking spines.

Abdomen (Fig. 7E, 7F).—Somites (from proximal to distal) with 4, 10, 10, 13, 9, 7 simple setae. Telson broader than long with 3 pairs of dorsal simple and 3 terminal (2 sparsely plumose + 1 plumodenticulate) setae.

Pleopods (Fig. 8H-K).—Endopods unsegmented with 3 coupling hooks on inner margin. Exopods 1 - 4 with 15, 15, 15, 13 marginal plumose natatory setae. Uropods 2-segment (Fig. 8L) without endopod, exopods with 1 plumose seta on proximal segment and 7 natatory plumose setae on distal segment.

Discussion

Previous and recent studies on larval development reveal that species of the *Panopeus* genus, without exception, are comprised by four zoea stages and one megalopa.

The larval period of the zoeal stages up to metamorphosis into megalopa of *P. lacustris* lasted 11 days (Fig. 1), and the larval period was very similar to those reported by Montú et al. (1988) for *P. austrobesus*, which reach the post-larval stage after 12 days of culture. Very much unlike the larval period up to metamorphosis for *P. herbstii* (*sensu lato*) and *P. americanus*, which were recorded as having a longer larval period (over 31 days) when reared under similar laboratory conditions, (Negreiros-Fransozo 1986; Costlow *et al.* 1962). Further larval culture investigations are needed in order to assure that the differences in the larval period are related to the larval rearing conditions and not to other factors.

Comparisons of the morphological features and setation formulae of the larvae of *Panopeus* species (Table 3 and 4) have shown some morphological similarities with *P. lacustris* and other species. For *P. lacustris*, *P. herbstii*, *P. americanus*, *P. austrobesus*, *P. africanus*, *P. occidentalis* and *P. meridionalis*, these similarities are observed in a

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

combination of characteristics such as: well developed dorsal and rostral spines with a smooth rostral; lateral spine development in the zoea stage; protopod antennal spinous as long as the rostrum, and a reduced exopod with 1 seta (except for *P. americanus* in stage IV, Negreiros-Fransozo 1986; *P. occidentalis* in stage I, Ingle 1985 and *P. austrobesus* in stage I, II and IV, Montú *et. al.* 1988); endopod of maxillule 1, 2+4 setae; endopod of maxilla with eight setae, arranged 3+2+3; proximal segment of the endopod of first maxilliped with three setae (except for *P. austrobesus* in stage I); proximal segment of endopod of second maxilliped with a single seta; abdominal somites 2nd and 3rd with pairs of dorsolateral spines; the posterodorsal spines on abdominal somites 3-5 of zoea are well developed; telson with 2 lateral and 1 dorsal spine on the external surface of the furca, but in *P. americanus* there is only one dorsal spine, except in zoea I (one small lateral spine).

The zoeae of *P. lacustris* have showed closed similarities when compared with other *Panopeus* species, however, they show some distinct features such as number of aesthetasc and setal number of the antennule in the stages I and IV; setal number of the scaphognathite in stage IV; setae number of distal segment of the second endopod maxilliped in stage IV and the setae number on the ventral margin of carapace in stage IV. The associations of these referred characteristics are the basis of identification of this species in subsequent plankton studies.

Felder and Martin (2003) reported that the zoeae of the genus *Panopeus*, commonly presented a well developed lateral spine in the carapace (which was sometimes reduced), antenna with protopodito often armed with a distal spinous process (not dilated at the tip) and telson with two or three small spines on each side of the furca, located approximately at the level of the three pairs of setae on its inner margin. However, even though *P. margentus* shares many of these characteristics, it is differentiated from the other species of this genus by the absence of a lateral spine in the carapace, although a small protuberance is observed. This species also shows an enlarged protopodito (on the tip) of the antenna and the telson shows a

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

single spine on the inner margin of the furca. These features are similar to those described for the former *P. bermudensis* (now *Acantholobulus bermudensis*), even though this species does not present a protuberance in the carapace (Felder and Martin 2003).

According to Rodriguez and Spivak (2001), the larvae of *P. margentus* are very similar to those of *Hexapanopeus schmitti* Rathbun, 1930, now recorded as *Acantholobulus schmitti*. Felder and Martin (2003) suggested that *P. margentus* and *Hexapanopeus schmitti* may be the same species and that *P. margentus* may, in the future, be another species leaving the genus *Panopeus*.

The descriptions of megalopa of the panopeid species do not show many similarities among themselves, but some features among them are noticeably similar, as in: the pair of anterolateral spines in the base of the rostrum, a spine curved downward in the ischium of the cheliped, and pereopod 2-4 with three serrulated setae on the inner margin of the dactylus. However, even though *P. margentus* shares fewer similarities when compared with other panopeids, this species presents a unique similarity in regards to the serrulated setae of the dactylus.

Evidence from morphological studies shows a close relationship among the different species of the genus *Panopeus*. However, phylogenetic analysis clearly suggests the existence of clusters that were detected through the specific levels of similarity within this genus, as observed for *P. herbstii*, *P. simpsoni*, *P. obesus* and *P. occidentalis*., and therefore, *P. lacustris* can also be grouped individually (Schubart *et al.* 2000). The referred author infers that the morphological similarities among many *Panopeus* species may occur in response to similar life forms. These similarities, which are found among the larvae of this group, make it difficult to describe their specific genus distinction. This is also the case when dealing with the distinctions that occur between this genus and the genera that belong in the same family, consequently, this fact remains the main obstacle in phylogenetic studies within the Panopeidae family.

ACKNOWLEDGEMENTS

We thank Ádila Kelly Rodrigues and Marília Borges Palma for helping in the laboratory during larval rearing. This study was financed by 'Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Pará' (FAPESPA).

LITERATURE CITED

- Anger, K., Schreiber, D. and Montú, M. 1995. Abbreviated larval development of *Sesarma curacaoense* (Rathbun, 1897) (Decapoda: Grapsidae) reared in the laboratory. *Nauplius* 3: 127-154.
- Brown, K. M. and Haight, E. S. 1992. The foraging ecology of the Gulf of Mexico stone crab *Menippe adina* (Williams et Felder). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology* 160: 67-80.
- Clark, P. F., Calazans, D. K. and Pohle, G. W. 1998. Accuracy and standartization of brachyuran larval descriptions. *Invertebrate Reproduction and Development* 33: 127-144.
- Costlow, J. D. and Bookhout, C. G. 1961. The larval stages of *Panopeus herbstii* Milne-Edwards, reared in the laboratory. *Journal of the Elisha Mitchell Scientific Society* 77: 33-42.
- Costlow, J. D., Bookhout, C. G. and Monroe, R. 1962. Salinity temperature effects on the larval development of the crab, *Panopeus herbstii* Milne-Edwards, reared in the laboratory. *Physiological Zoology* 35: 79-93.
- Desbonne, I. 1867. In: *Desbonne and A. Schramm, Crustacés de la Guadeloupe d'après un manuscrit du Docteur Isis Desbonne comparé avec les échantillons de Crustacés de sa collection et les dernières publications de M.M.H. de Saussure et W. Stimpson*. I Partie. Brachyures. [Edited, with a preface, by A. Schramm]. pp. 60.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Factor, J. R. 1978. Morphology of the mouthparts of larval lobsters, *Homarus americanus* (Decapoda: Nephropidae), with special emphasis on their setae. *Biological Bulletin* 154: 383–408.

Felder, D. L., and Martin, J. W. 2003. Establishment of a new genus for *Panopeus bermudensis* Benedict & Rathbun, 1891 and several other xanthoid crabs from the Atlantic and Pacific oceans (Crustacea: Decapoda: Xanthoidea). *Proceedings of the Biological Society of Washington* 116: 438-452.

Garm, A. 2004. Mechanical functions of setae from the mouth apparatus of seven species of Decapod Crustaceans. *Journal Morphology* 260: 85-100.

Guida, V. G. 1976. Sponge predation in the oyster reef community as demonstrated with *Cliona celata* Grant. *Journal Experimental Marine Biology and Ecology* 25: 109-122.

Horn, A. C. M. and Buckup, L. 2004. Morfologia setal de *Parastacus brasiliensis* (von Martens) (Crustacea, Decapoda, Parastacidae). *Revista Brasileira de Zoologia* 21: 765-768.

Ingle, R. W. 1985. Larval development of the mud crab *Panopeus occidentalis* de Saussure, from Bermuda (Crustacea: Xanthoidea: Panopeidae). *Bulletin of the British Museum of Natural History (Zoology)* 48: 233–248.

Luppi, T. A., Rodriguez, A. and Spivak, E. D. 2003. Larval morphology of the southwestern Atlantic mud crab *Panopeus meridionalis* (Decapoda: Brachyura: Panopeidae) described from laboratory-reared material. *Journal of Crustacean Biology* 23: 920-935.

Martin, J. W., Truesdale, F. M. and Felder, D. L. 1985. Larval development of *Panopeus bermudensis* Benedict and Rathbun, 1891 (Brachyura, Xanthidae) with notes on zoeal characters in xanthid crabs. *Journal of Crustacean Biology* 5: 84–105.

Melo, G. A. 1996. *Manual de Identificação do Brachyura (Caranguejos e Sirís) do Litoral Brasileiro*. São Paulo: Ed. Plêiade, FAPESPA (Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo). pp. 604.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Milne Edwards, H. 1834-1837. *Historie naturelle des Crustacés comprenant l'anatomie, La physiologie et la classification de ces animaux*. Paris, Librairie Encyclopédique de Roret. 1: i-xxxv, 1-468. 2: 1-531. Atlas, 1837: 1-32, pls. 1-42. 3: 1-638.

Milne-Edwards, A. 1867. Description de quelques espèces nouvelles de Crustacés Brachyures. *Annales de la Society Entomologique de France* 7: 263-288.

Milne-Edwards, A. 1880. Reports on the results of dredging, under the supervision of Alexander Agassiz, in the Gulf of Mexico and in the Caribbean sea. 1977, 78, 79. by the United States Coast Survey Steamer "Blake"... VIII. Études préliminaires sur les Crustacés. *Bulletin of the Museum of Comparative Zoology*. Harvard 8: 1-68.

Milke, L. M. and Kennedy, V. S. 2001. Mud crabs (Xanthidae) in Chesapeake Bay: claw characteristics and predation on epifaunal bivalves. *Invertebrate Biology* 120: 67-77.

Montú, M., Anger, K., Bakker, C., Anger, V. and Loureiro Fernandes, L. 1988. Larval development of the Brazilian mud crab *Panopeus austrobesus* Williams, 1983 (Decapoda: Xanthidae) reared in the laboratory. *Journal of Crustacean Biology* 8: 594-613.

Negreiros-Fransozo, M. L. 1986. Desenvolvimento pós-embriônico de *Panopeus americanus* Saussure, 1857 (Decapoda, Xanthidae) em laboratório. *Revista Brasileira de Biologia* 46: 173-188.

Pohle, G. and Telford, M. 1981. Morphology and classification of decapod crustacean larval setae: a scanning electron microscope study of *Dissodactylus crinitichelis* Moreira, 1901 (Brachyura: Pinnotheridae). *Bulletin of Marine Science* 31: 736-752.

Rathbun, M. J. 1898. The Brachyura collected by the U.S. Fish commission steamer Albatross on the voyage from Norfolk, Virginia, to San Francisco, California, 1887-1888. *Proceedings of the United States National Museum* 21: 567-616, pls. 41-44.

Rathbun, M. J. 1930. The Cancroid crabs of America of the families Euryalidae, Portunidae, Atelecyclidae, Cancridae, and Xanthidae. *Bulletin of the United States National Museum* 152:1-609.

D The complete larval development of *Panopeus*. Souza et al.

Riger, P. J. and Santos, A. L. F. 2001. Desenvolvimento larval de *Chasmagnathus granulata* Dana (Crustacea, Decapoda, Grapsidae), em laboratório. I. Estudo da morfologia de cerdas nas fases de zoea e megalopa e das variações dos padrões corporais da fase de megalopa.

Revista Brasileira de Zoologia 18: 1281-1317.

Rodríguez, M. D. 1997. *Desenvolvimento larval e juvenil de Panopeus rugosus* A. Milne Edwards, 1889, e de *Hexapanopeus heblingi* sp. n. e juvenil de *Panopeus occidentalis* de Saussure, 1857 (Crustacea, Decapoda, Xanthidae) em laboratório. Tese de Doutorado, UFPR, Curitiba, Brasil, pp. 153.

Rodríguez, A. and Paula, J. 1993. Larval and postlarval development of the mud crab *Panopeus africanus* A. Milne Edwards (Decapoda: Xanthidae) reared in the laboratory. *Journal of Crustacean Biology* 13: 296–308.

Rodríguez, A. and Spivak, E. 2001. The larval development of *Panopeus margentus* (Decapoda: Brachyura: Panopeidae) reared in the laboratory. *Journal of Crustacean Biology* 21: 806–820.

Saussure, H. 1857. Diagnoses de quelques Crustacés nouveaux de l'Amérique tropicale. *Rvue et Magasin de Zoologie Pure et Applique* 9: 501-505.

Schubart, C. D., Neigel, J. E. and Felder, D. L. 2000. A molecular phylogeny of mud crabs (Brachyura: Panopeidae) from the northwestern Atlantic and the role of morphological stasis and convergence. *Marine Biology* 137:1167–1174.

Smith, S. I. 1869. Notes on new or little known species of American Cancroids Crustacea. *Proceedings of the Boston Society of Natural History* 12: 274-289.

Williams, A. B. 1983. The mud crab, *Panopeus herbstii*, S.L. partition into six species (Decapoda: Xanthidae). *Fishery Bulletin* (U.S) 81: 863-882. [Published in 1984.]

Williams, A. B. and Boschi, E. 1990. *Panopeus margentus*, a new crab from the Argentine warm temperate subregion (Decapoda: Xanthidae). *Proceedings of the Biological Society of Washington* 103: 598-601.

CAPITULO III

**DESCRIÇÃO DO PRIMEIRO ESTÁGIO LARVAL DE TREZE ESPÉCIES DE
CARANGUEJOS BRACHYURA (CRUSTACEA: DECAPODA) DA REGIÃO
AMAZÔNICA, OBTIDOS EM LABORATÓRIO**

**DESCRIÇÃO DO PRIMEIRO ESTÁGIO LARVAL DE TREZE ESPÉCIES DE
CARANGUEJOS BRACHYURA (CRUSTACEA: DECAPODA) DA REGIÃO
AMAZÔNICA, OBTIDOS EM LABORATÓRIO**

Adelson Silva de Souza¹, Fernando Araujo Abrunhosa¹ & Rauquীর M. da Costa²

¹ Laboratório de carcinologia, ² Laboratório de plancton e cultivo de microalga, Instituto de Estudos Costeiros (IECOS), Universidade Federal do Pará (UFPA), Campus Universitário de Bragança. Alameda Leandro Ribeiro s/n, Bairro: Aldeia, 68.600-000, Bragança, PA, Brasil, E-mail: adelsonssouza@gmail.com; faraujo@ufpa.br; raucosta@ufpa.br.

ABSTRACT

The first zoea stage of thirteen Brachyura crab species, collected in the mangrove of the peninsula bragantina (Pará, Brazil) and hatched in the laboratory are described and illustrated in the present study: *Panopeus lacustris* Desbonne, 1867, *P. americanus* Saussure, 1857, *Eurytium limosum* (Say, 1818), *Sesarma curacaoense* De Man, 1892, *Sesarma rectum* Randall, 1840, *Armases rubripes* (Rathbun, 1897), *Aratus pisonii* (H. Milne Edwards, 1837), *Ocypode quadrata* (Fabricius, 1787), *Uca rapax* (Smith, 1870), *Uca maracoani* (Latreille, 1802), *Uca thayeri* Rathbun, 1900, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) e *Pachygrapsus gracilis* (Saussure, 1858). Only the zoea I of *P. lacustris* was not redescribed. The morphological characteristics of these species are compared with the original descriptions. To facilitate the study of plankton-collected material, it was developed a key to identification of the species described in this study.

Key- words: larval morphology, identification, zooplankton, Decapoda.

RESUMO

O primeiro estágio zoea de treze espécies de caranguejos Brachyura, coletados no manguezal da península bragantina (Pará, Brasil) e eclodido em laboratório, são descritos e

ilustrados no presente estudo: *Panopeus lacustris* Desbonne, 1867, *P. americanus* Saussure, 1857, *Eurytium limosum* (Say, 1818), *Sesarma curacaoense* De Man, 1892, *Sesarma rectum* Randall, 1840, *Armases rubripes* (Rathbun, 1897), *Aratus pisonii* (H. Milne Edwards, 1837), *Ocypode quadrata* (Fabricius, 1787), *Uca rapax* (Smith, 1870), *Uca maracoani* (Latreille, 1802), *Uca thayeri* Rathbun, 1900, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) e *Pachygrapsus gracilis* (Saussure, 1858). Apenas a zoea I de *P. lacustris* não é redescritão. As características morfológicas dessas espécies são comparadas com as descrições originais. Para facilitar o estudo de material coletado no plâncton, foi elaborada uma chave de identificação das espécies descritas neste estudo.

Palavras-chave: morfologia larval, identificação, zooplâncton, Decapoda.

1. INTRODUÇÃO

Os caranguejos Brachyura constituem um dos mais importantes grupos de crustáceos encontrados nos ecossistemas costeiros, destacando-se como um dos mais abundantes macroinvertebrados que habitam os manguezais e planícies de maré das regiões tropicais (CLARK & PAULA 2003).

As propostas de classificação taxonômica para esses organismos ainda são extremamente baseadas nas características morfológicas de adultos. Entretanto, supõe-se que estes indivíduos podem compartilhar características altamente similares, resultantes da adaptação convergente a um ambiente bentônico específico (FLORES *et al.* 2003; CLARK 2010). Porém, outra fonte valiosa de informação e muitas vezes negligenciada é a morfologia larval (CLARK 2010), a qual disponibilizaria dados menos problemáticos, pois as larvas de todos os caranguejos habitam inteiramente o ambiente planctônico, que consiste em um meio com características relativamente mais uniformes (RICE 1980).

A morfologia larval configura-se como uma importante ferramenta destinada a diversas aplicabilidades em estudos ecológicos, como no processo de avaliação da diversidade específica, período reprodutivo (KORNIENKO & KORN 2009), estimativa populacional, distribuição espaço-temporal, dispersão, recrutamento e entre outros aspectos ecológicos (ANGER *et al.* 1994; QUEIROGA *et al.* 1994; CLARK & PAULA 2003). Entretanto, a realização destes estudos está vinculada diretamente a disponibilidade de material que auxilie a identificação desses organismos, como as chaves de identificação (HART 1971; MARTIN 1984; PAULA 1996; BÁEZ 1997; FRANSOZO *et al.* 1998; PESSANI *et al.* 1998; SCHUBART & CUESTA 1998; ANOSOV 2000; GONZÁLEZ-GORDILLO *et al.* 2000; KO & YANG 2003; SANTOS & GONZÁLEZ-GORDILLO 2004; RICE & TSUKIMURA 2007; LEE & KO 2008; GONZALES *et al.* 2009; KORNIENKO & KORN 2009; KORN & KORNIENKO 2010; VIEIRA & CALAZANS 2010).

A morfologia larval pode ainda auxiliar na identificação das relações filogenéticas dentro e entre grupos taxonômicos (RICE 1980, 1983; CLARK & WEBBER 1991; MARQUES & POHLE 1998, 2003; SANTANA *et al.* 2003; SANTANA *et al.* 2004a; SANTANA *et al.* 2004b; ANGER 2006; KORNIENKO & KORN 2009), e em muitos casos é elemento essencial para a compreensão da evolução das espécies (BÁEZ 1997).

CLARK *et al.* (1998) infere que muitos desses estudos requerem descrições detalhadas de larvas obtidas em laboratório, juntamente com a padronização de suas características. Como exemplo, os padrões de cerdas dos apêndices, os quais podem ser usados especialmente para análises da sistemática, por apresentarem características bastantes conservadoras (FLORES *et al.* 2003; VIEIRA & CALAZANS 2010).

Os trabalhos que reúnem informações da morfologia larval facilitam a comparação direta e, eventualmente, ajudam a discernir padrões morfológicos consistentes. Entretanto,

além do desenvolvimento de mais estudos, é necessária a revisão, sobretudo, dos estudos menos recentes (SCHUBART & CUESTA 1998).

O presente estudo tem como objetivo contribuir para o conhecimento da diversidade larval de espécies de crustáceos decápodes que habitam uma área estuarina da região amazônica. Para isso, foram descritos a morfologia do primeiro estágio larval de *Panopeus lacustris* Desbonne, 1867, *P. americanus* Saussure, 1857, *Eurytium limosum* (Say, 1818), *Sesarma curacaoense* De Man, 1892, *Sesarma rectum* Randall, 1840, *Armases rubripes* (Rathbun, 1897), *Aratus pisonii* (H. Milne Edwards, 1837), *Ocypode quadrata* (Fabricius, 1787), *Uca rapax* (Smith, 1870), *Uca maracoani* (Latreille, 1802), *Uca thayeri* Rathbun, 1900, *Ucides cordatus* (Linnaeus, 1763) e *Pachygrapsus gracilis* (Saussure, 1858), e elaborada uma chave de identificação destas espécies para a região.

2. MATERIAL E MÉTODOS

Ao longo do manguezal do estuário do rio Caeté (Pará, Brasil) foram realizadas coletas em diferentes localidades, nas quais fêmeas ovígeras foram obtidas através de captura manual e posteriormente levadas ao laboratório.

Em laboratório, duas fêmeas de cada espécie foram cuidadosamente lavadas e identificadas com auxílio de chaves especializadas (RODRIGUEZ 1980; MELO 1996). As espécies e os locais, assim como a data de desova das fêmeas estão listados na Tabela 1.

As fêmeas foram individualizadas e acondicionadas em aquários (5 L de capacidade) contendo água do mar (salinidade 30) com aeração constante, e submetidas ao fotoperíodo artificial de 12/12 horas na presença e ausência de luz até o momento da eclosão das larvas.

Tabela 1: Local de coleta e a data da desova das espécies obtidas no estuário do rio Caeté, Pará, Brasil.

Espécies	Local de coleta	Data da Ecloração
Panopeidae Ortmann, 1893		
¹ <i>P. lacustris</i>	Furo Grande (00°50'421''S 046°38'398''W)	Out. 2010
² <i>P. americanus</i>	Furo Grande (00°50'421''S 046°38'398''W)	Jan. 2011
² <i>E. limosum</i>	Ilha de Canela (00°46'571''S 046°43'524''W)	Ago. 2010
Sesarmidae Dana, 1851		
² <i>S. curacaoense</i>	Furo da Ostra (00°53'494''S 046°39'387''W)	Ago. 2010
² <i>S. rectum</i>	Furo Grande (00°50'421''S 046°38'398''W)	Jan. 2011
² <i>A. rubripes</i>	Furo da Ostra (00°53'494''S 046°39'387''W)	Jan. 2011
² <i>A. pisonii</i>	Furo do Meio (00°52'470''S 046°39'008''W)	Fev. 2010
Ocypodidae Rafinesque, 1815		
² <i>O. quadrata</i>	Praia de Ajuruteua (00°49'751''S 46°36'248''W)	Jul. 2010
² <i>U. maracoani</i>	Ilha de Canela (00°46'571''S 046°43'524''W)	Abr. 2010
² <i>U. thayeri</i>	Canal de Chavascal (00°48'963''S 46°36'974''W)	Abr. 2010
² <i>U. rapax</i>	Furo do Café (00°50'752''S 046°38'892''W)	Mar. 2010
Ucididae Stevcic, 2005		
² <i>U. cordatus</i>	Furo da Ostra (00°53'494''S 046°39'387''W)	Mar. 2009
Grapsidae MacLeay, 1838		
² <i>P. gracilis</i>	Furo do Taici (00°58'138''S 046°44'264''W)	Dez. 2010

¹ Primeira descrição (capítulo II); ² Redescrições.

Após a ecloração, os indivíduos do primeiro estágio larval, observados, com um comportamento natatório ativo foram preservados em solução de glicerina + álcool etílico 70% (1:1). As larvas foram dissecadas com finas agulhas (BD Ultra-Fine®, 12,7 x 0,33 mm), mensuradas e ilustradas através dos microscópios ópticos binoculares Zeiss Axioskop 40 e Coleman, equipado com câmara clara, ambos com um disco ocular micrométrico. Para visualização de algumas estruturas utilizou-se o corante azul de metileno a 0,5%.

Os dados morfométricos e as ilustrações foram baseados a partir de 10 larvas para cada espécie. O comprimento da carapaça (CC) foi obtido através da mensuração da base do espinho rostral até a margem posterior da carapaça, enquanto o comprimento dorsorostral (CDR) foi obtido a partir da extremidade do espinho dorsal até a extremidade do espinho rostral. Para cada espécie foram calculados os valores de média e o desvio padrão.

As ilustrações e as características morfológicas descritas foram utilizadas para a elaboração de uma chave dicotômica. A chave de identificação é baseada principalmente

nas características morfológicas externas, as quais podem ser visualizadas mais facilmente, sem a dissecação dos espécimes.

A terminologia usada nas descrições morfológicas segue os trabalhos de FACTOR (1978), POHLE & TELFORD (1981), CLARK *et al.* (1998), RIEGER & SANTOS (2001), GARM (2004), HORN & BUCKUP (2004).

3. RESULTADOS

Neste estudo, estão dispostas as descrições do primeiro estágio larval, que compreendem 13 espécies, distribuídas em 9 gêneros e 5 famílias, sendo as famílias Sesarmidae e Ocypodidae as mais representativas.

Desta forma, as descrições das características morfológicas possibilitaram a construção de uma chave de identificação taxonômica para estas espécies.

3.1 Descrição

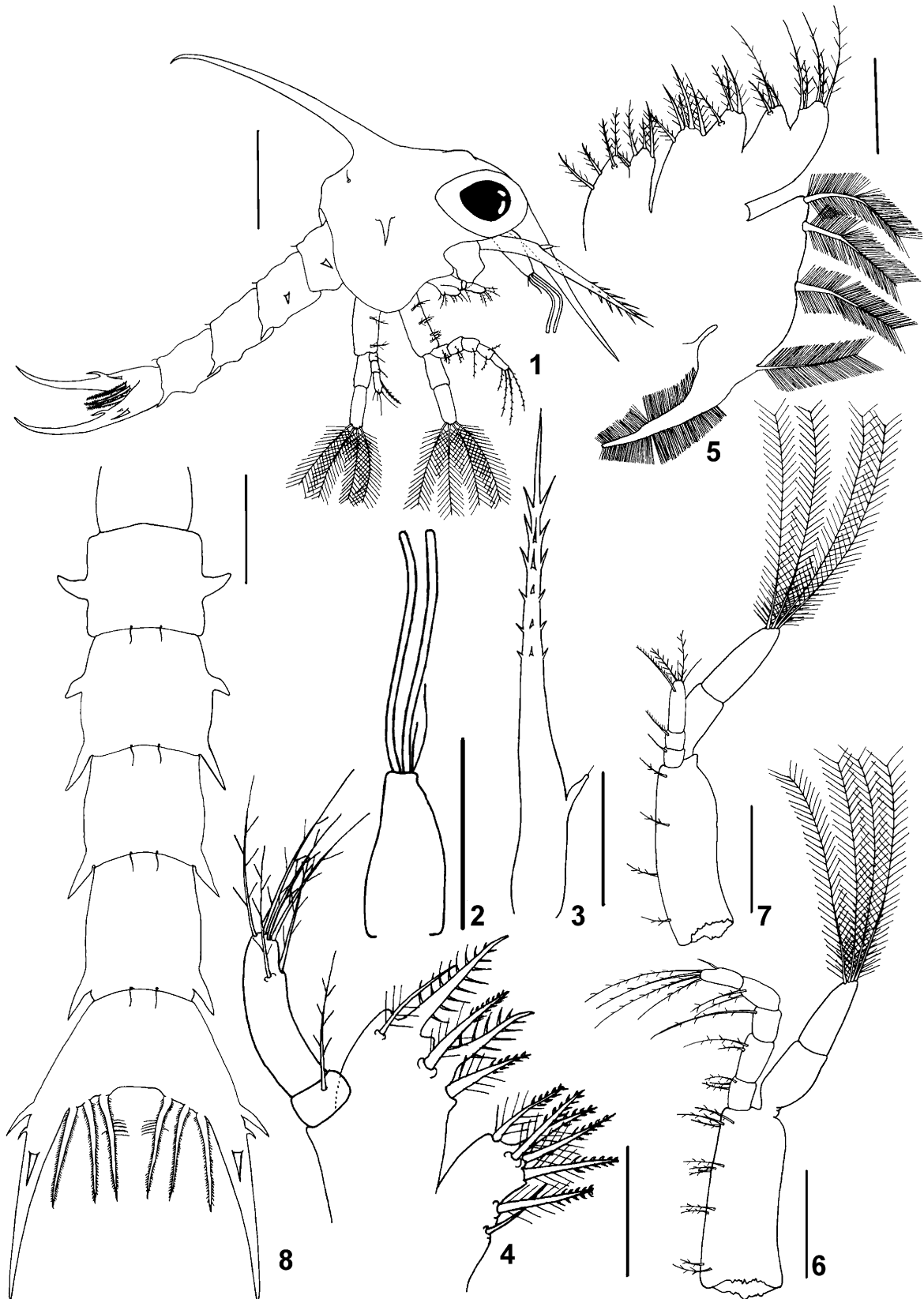
Panopeidae

Panopeus lacustris Desbonne, 1867

(figs. 1-8)

Dimensões: CC: 0,49 mm \pm 0,01, CDR: 1.35 \pm 0.02 mm.

Carapaça (Fig. 1). Globosa, lisa, com uma pequena protuberância na região anterior e posterior. Região posterior com 1 par de cerdas simples. Espinhos laterais presentes, com cerca de $\frac{1}{4}$ do comprimento da antena, e dispostos perpendicularmente. Espinho dorsal presente, longo e curvado distalmente.



Figuras 1–8. *Panopeus lacustris*: (1) vista lateral; (2) antênula; (3) antena; (4) maxílula; (5) maxila; (6) primeiro maxilipede; (7) segundo maxilipede; (8) abdome e telson. Barra de escala: 1= 0,2mm; 2,3= 0,1mm; 4,5= 0,05mm; 6,7,8= 0,1mm.

Espinho rostral tão longo quanto o protopodito da antena. Olhos sésseis.

Antênula (Fig. 2). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 2 estetos e 2 cerdas simples desiguais na região terminal.

Antena (Fig. 3). Protopodito bem desenvolvido, armado distalmente com fileiras de espinhos. Exopodito diminuto, com 1 cerda simples terminal.

Maxílula (Fig. 4). Endopodito 2-segmentado, com 1 cerda paposa no segmento proximal e 6 cerdas paposas no segmento distal, das quais 2 são subterminais. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas, 2 cerdas plumodenticuladas (1 subterminal) e 1 cerda plumosa subterminal. Endito coxal com 6 cerdas plumodenticuladas (5 terminais + 1 subterminal lateral) e 1 cerda simples subterminal lateral.

Maxila (Fig. 5). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 3 + 5 (2 subterminais) cerdas pouco plumosas. Endito basal bilobado com 5 + 4 cerdas pouco plumosas. Endito coxal bilobado com 4 + 4 cerdas pouco plumosas.

Primeiro maxilipede (Fig. 6). Basipodito com 2, 2, 3, 3 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 5-segmentado, com 3, 2, 1, 2, 5 (4 terminais + 1 cerda simples subterminal lateral) cerdas paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 7). Basipodito com 1, 1, 1, 1 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 1 cerda simples, 1 denticulada, 5 (1 denticulada subterminal + 2 paposas + 2 simples), do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Abdome (Fig. 8). Com 5 somitos e telson. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 3 – 5 com um par de longos espinhos posterolaterais. Somitos 2 - 5 com um par de pequenas cerdas simples posterodorsal.

Telson bifurcado, curvado dorsalmente com 2 espinhos desiguais laterais e 1 espinho dorsal. Margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas separadas por um sulco.

Panopeus americanus Saussure, 1857

Dimensões: CC: 0,51mm ± 0,01, CDR: 1,36 mm ± 0,01.

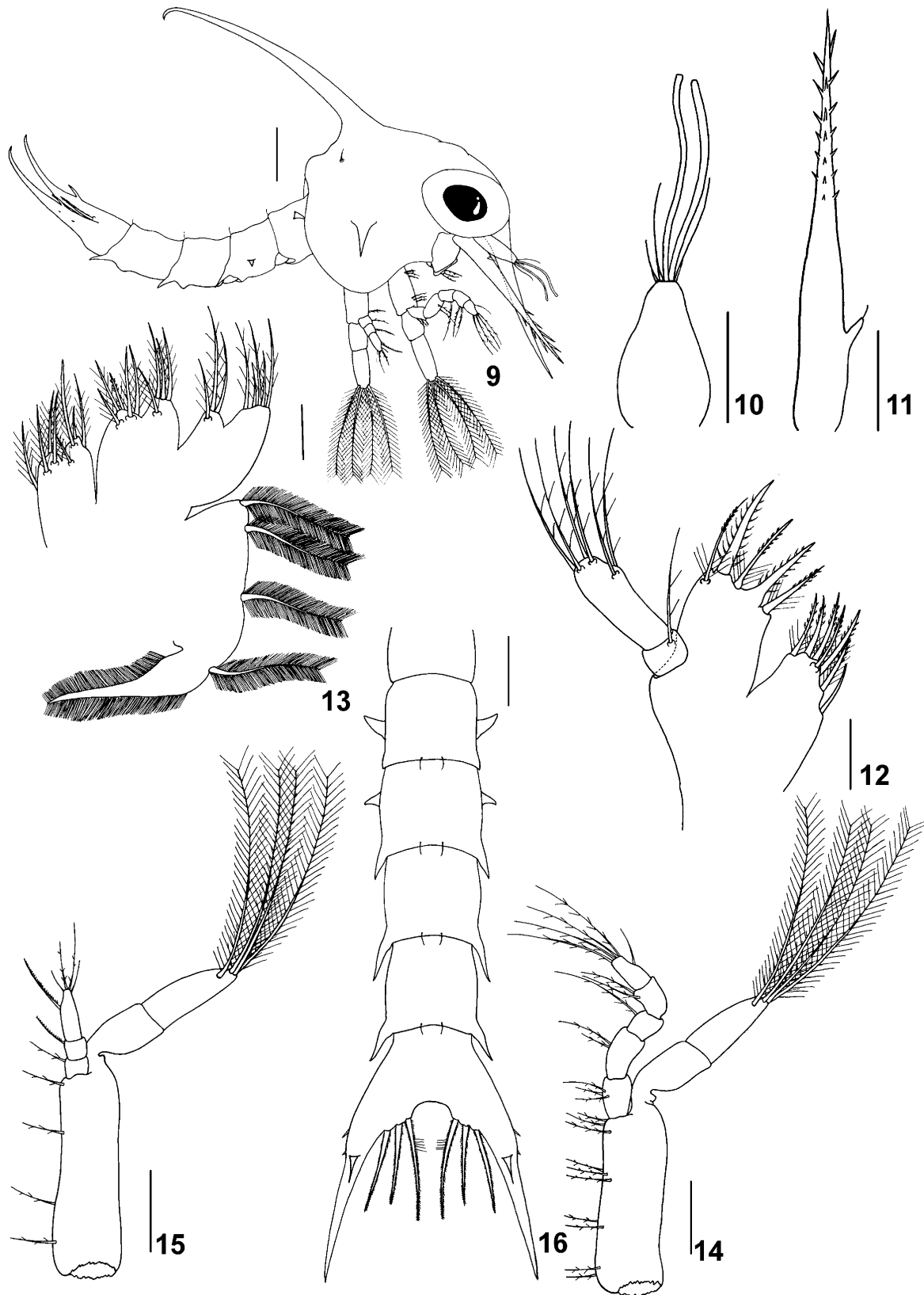
Carapaça (Fig. 9). Globosa, lisa, com um par de cerdas simples posterodorsal. Pequena protuberância na região anterior e posterior. Espinho dorsal presente, longo e curvado distalmente. Espinho rostral tão longo quanto o protopodito da antena. Espinhos laterais presentes, equivalentes a $\frac{1}{4}$ do comprimento da antena, e dispostos perpendicularmente. Olhos sésseis.

Antênula (Fig. 10). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 2 estetos e 3 cerdas (1 reduzida) simples na região terminal.

Antena (Fig. 11). Protopodito bem desenvolvido, armado distalmente com fileiras de espinhos. Exopodito diminuto, com 1 cerda simples terminal.

Maxílula (Fig. 12). Endopodito 2-segmentado, com 1 cerda paposa no segmento proximal e 6 cerdas paposas no segmento distal, das quais 2 são subterminais. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas e 3 cerdas plumodenticuladas (1 subterminal). Endito coxal com 6 cerdas plumodenticuladas (5 terminais + 1 subterminal lateral) e 1 cerda simples subterminal lateral.

Maxila (Fig. 13). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 3 (1 subterminal) + 5 cerdas paposas. Endito basal bilobado com 5 cerdas (1 plumodenticulada + 2 subterminais) + 4 cerdas (1 subterminal) plumosas. Endito coxal bilobado com 4 cerdas (2 subterminais) plumosas + 4 cerdas (2 subterminais) plumosas.



Figuras 9–14. *Panopeus americanus*: (9) vista lateral; (10) antênula; (11) antena; (12) maxílula; (13) maxila; (14) primeiro maxilipede; (15) segundo maxilipede; (16) abdome e telson. Barra de escala: 9= 0,13 mm; 10,14,15= 0,08 mm; 11,16= 0,1 mm; 12,13= 0,03mm.

Primeiro maxilipede (Fig. 14). Basipodito com 2, 2, 3, 3 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 3, 2, 1, 2, 5 (4 terminais + 1 subterminal lateral simples) cerdas paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 15). Basipodito com 1, 1, 1, 1 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 1, 1 (denticulada), 5 (1 denticulada + 2 simples) cerdas paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

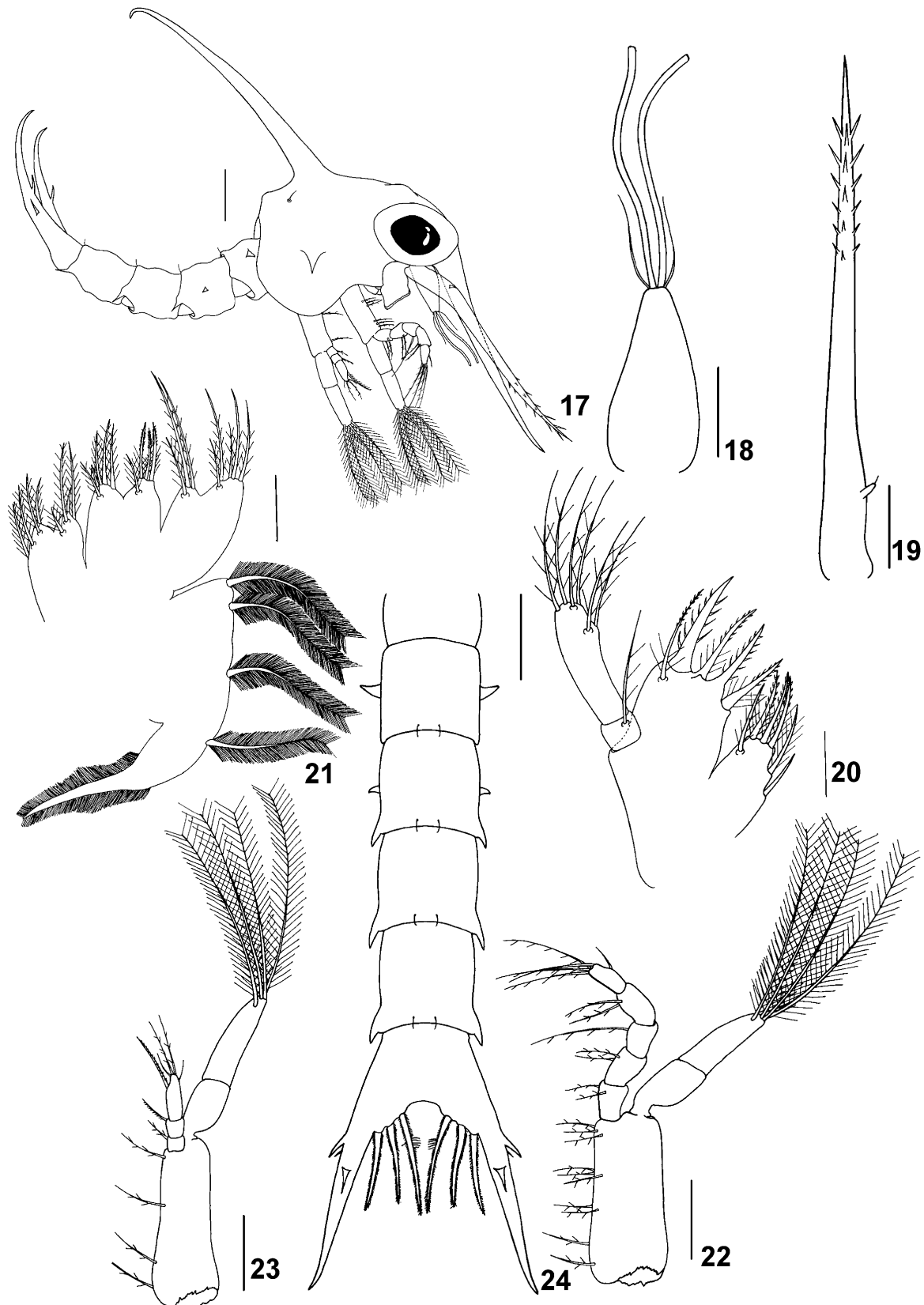
Abdome (Fig. 16). Com 5 somitos e telson. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Somitos 3 - 5 com um par de longos espinhos posterolaterais. Telson bifurcado, curvado dorsalmente com 2 pequenos espinhos finos laterais de diferentes tamanhos e 1 espinho dorsal. Margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas separadas por um sulco.

Eurytium limosum (Say, 1818)

Dimensões: CC: 0,58 mm ± 0,01, CDR: 1,73 mm ± 0,01.

Carapaça (Fig. 17). Globosa, lisa, com um par de cerdas simples posterodorsal. Pequena protuberância na região anterior e posterior. Espinho dorsal presente, longo e curvado distalmente. Espinho rostral tão longo quanto o protopodito da antena. Espinhos laterais presentes, curtos, equivalentes a 1/10 do comprimento da antena, e dispostos perpendicularmente. Olhos sésseis.

Antênula (Fig. 18). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 2 estetos e 2 cerdas simples na região terminal.



Figuras 17–22. *Eurytium limosum*: (17) vista lateral; (18) antênula; (19) antena; (20) maxílula; (21) maxila; (22) primeiro maxilipede; (23) segundo maxilipede; (24) abdome e telson. Barra de escala: 17,24= 0,13mm; 18= 0,06mm; 19,22,23= 0,1mm; 20,21= 0,03mm.

Antena (Fig. 19). Protopodito bem desenvolvido, armado distalmente com fileiras de espinhos. Exopodito diminuto, com 1 cerda simples terminal.

Maxílula (Fig. 20). Endopodito 2-segmentado, com 1 cerda paposa no segmento proximal, e 6 cerdas paposas no segmento distal, das quais 2 são subterminais. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas e 3 cerdas plumodenticuladas (1 subterminal). Endito coxal com 3 cerdas plumodenticuladas, 1 cerda plumosa subterminal e 2 cerdas (1plumosa + 1 simples) subterminal laterais.

Maxila (Fig. 21). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 3 (1 subterminal) + 5 (1 subterminal) cerdas plumosas. Endito basal bilobado com 5 cerdas (1 subterminal) + 4 cerdas (1 subterminal plumosa + 3 plumodenticuladas). Endito coxal bilobado com 4 + 4 (2 subterminais + 1 cerda similar a hamate) cerdas plumosas.

Primeiro maxilipede (Fig. 22). Basipodito com 2, 2, 3, 3 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 2, 2, 1, 2, 5 (4 terminais + 1 subterminal lateral simples) cerdas paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 23). Basipodito com 1, 1, 1, 1 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 1, 1 (denticulada), 5 (1 denticulada + 2 simples) cerdas paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Abdome (Fig. 24). Com 5 somitos e telson. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Somitos 3 - 5 com um par de longos espinhos posterolaterais. Telson bifurcado, curvado dorsalmente com 2 (1 espinho fino) espinhos desiguais laterais e 1 espinho dorsal. Margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas separadas por um sulco.

Sesarmidae

Sesarma curacaoense De Man, 1892

Dimensões: CC: 0,81mm \pm 0,01, CDR: 1,39 mm \pm 0,02.

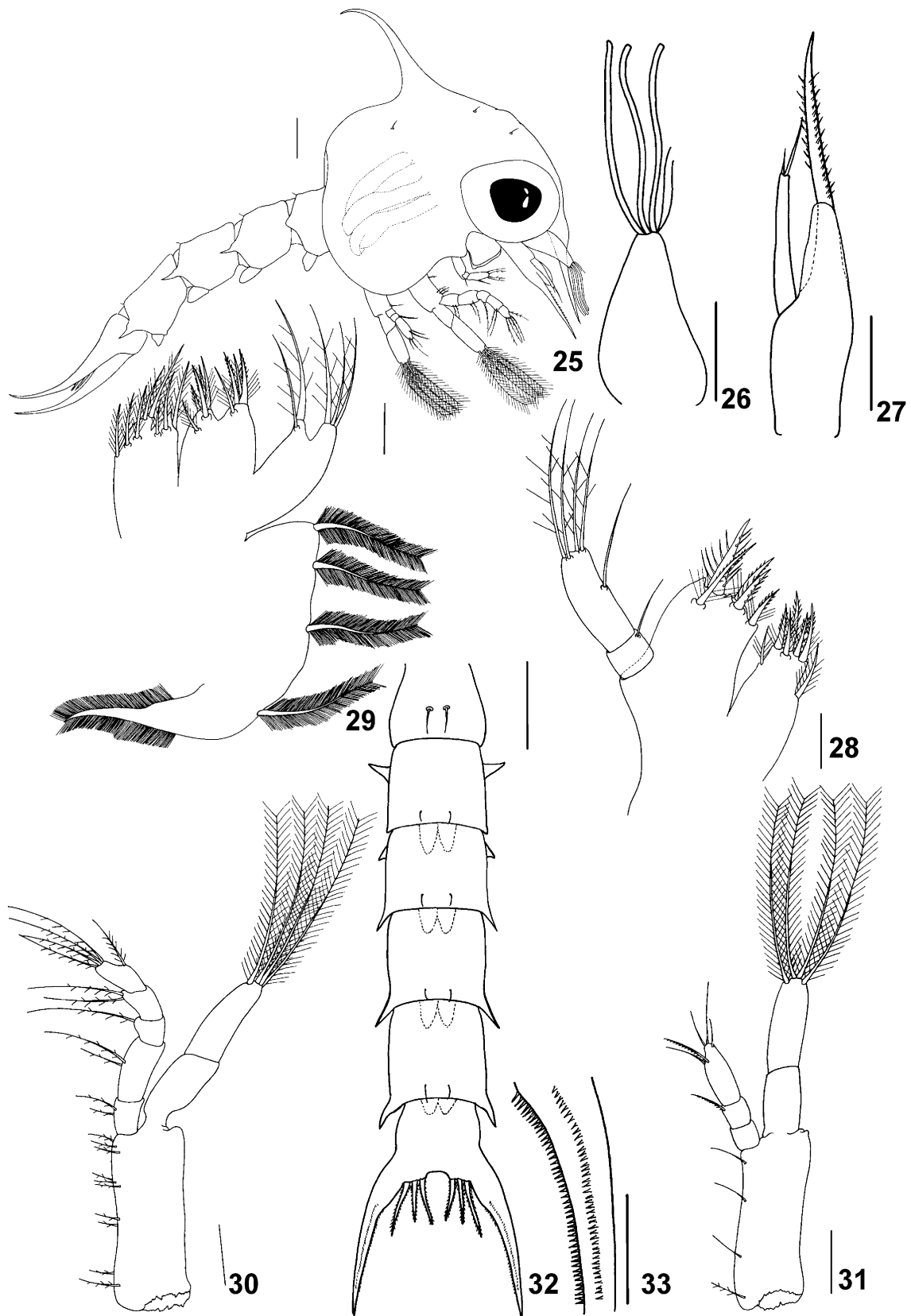
Carapaça (Fig. 25). Globosa, lisa, com uma pequena protuberância na região anterior e 1 par de cerdas posterodorsal e 2 pares de cerdas simples anterodorsal. Espinho dorsal presente e curvado distalmente. Espinho rostral ligeiramente menor que a antena. Espinhos laterais ausentes. Olhos sésseis.

Antênula (Fig. 26). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 3 estetos e 1 cerda simples distal.

Antena (Fig. 27). Protopodito bem desenvolvido e mais longo que o espinho rostral, armado com 2 fileiras de espinhos desiguais. Endopodito presente e prolongando-se além da metade do exopodito. Exopodito alcança o meio do protopodito, sendo provido de 2 cerdas simples de diferentes tamanhos.

Maxílula (Fig. 28). Endopodito 2-segmentado, com 1 cerda simples no segmento proximal, enquanto o segmento distal apresenta 1 cerda simples mediana e 4 cerdas paposas terminais. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas e 3 cerdas plumodenticuladas (1 subterminal). Endito coxal com 5 cerdas (4 plumodenticuladas + 1 plumosa subterminal) e 2 cerdas plumosas subterminais laterais.

Maxila (Fig. 29). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 2 (1 subterminal) + 3 cerdas paposas. Endito basal bilobado com 5 cerdas (2 plumosas, 1 subterminal + 1 denticulada + 1 plumodenticulada + 1 simples) + 4 cerdas (2 plumosas, 1 subterminal + 2 plumodenticuladas). Endito coxal bilobado com 5 cerdas (2 subterminais) plumosas + 4 cerdas (2 subterminais + 1 cerda similar a hamate) plumosas.



Figuras 25–33: *Sesarma curacaoense*. (25) vista lateral; (26) antênula; (27) antena; (28) maxílula; (29) maxila; (30) primeiro maxilipede; (31) segundo maxilipede; (32) abdome e telson; (33) furca. Barra de escala: 25=0,13mm; 26,27=0,1mm; 28,29=0,03mm; 30,31=0,08mm; 32= 0,2mm; 33=0,05mm.

Primeiro maxilipede (Fig. 30). Basipodito com 2, 2, 3, 3 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 2, 2, 1, 2, 5 (4 terminal + 1 cerda plumosa subterminal lateral) cerdas paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 31). Basipodito com 1 (cerda paposa), 1, 1, 1 cerdas simples na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 0, 1 (denticulada), 5 (1 denticulada) cerdas simples. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Abdome (Fig. 32). Com 5 somitos e telson. O primeiro somito com 2 cerdas simples medianas. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Somitos 3 - 5 com um par de longos espinhos posterolaterais. Pleopodes presentes. Telson bifurcado, com margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas separadas por um sulco. Cada furca com duas longas filas de diminutos espinhos na parte distal interna (Fig.33).

Sesarma rectum Randall, 1840

Dimensões: CC: 0,66 mm \pm 0,01, CDR: 1,16 mm \pm 0,01.

Carapaça (Fig. 34). Globosa, lisa, com 1 par de cerdas posterodorsal e 2 pares de cerdas simples anterodorsal. Espinho dorsal presente e curvado distalmente. O comprimento do espinho rostral é equivalente ao da antena. Região inferior com uma pequena protuberância. Espinhos laterais ausentes. Olhos sésseis.

Antênula (Fig. 35). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 3 estetos e 2 cerdas simples de diferentes tamanhos na região terminal.

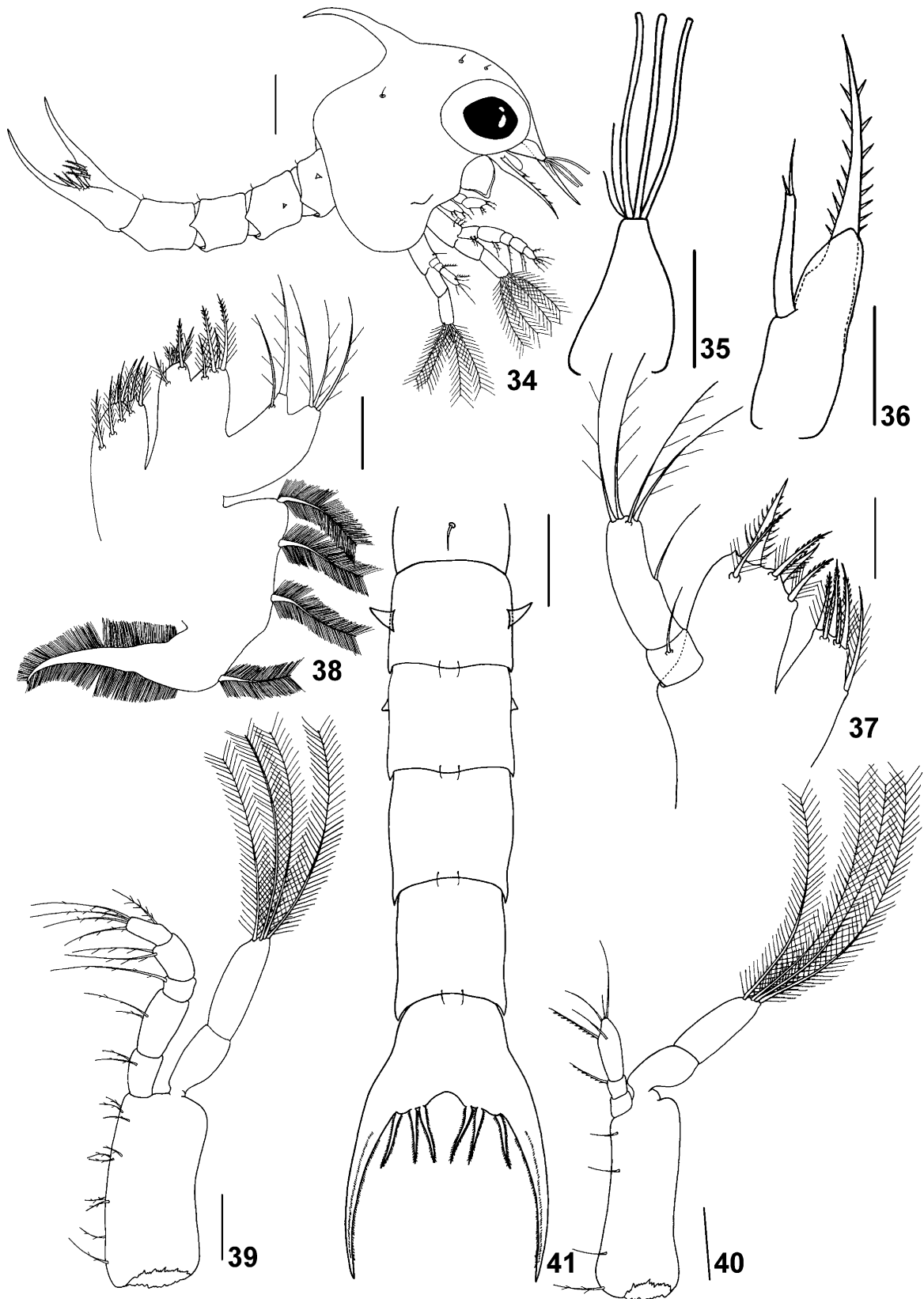
Antena (Fig. 36). Protopodito bem desenvolvido, armado com 2 fileiras de espinhos desiguais. Endopodito presente e prolongando-se além da metade do exopodito. Exopodito alcança o meio do protopodito, sendo provido de 2 cerdas simples de diferentes tamanhos.

Maxílula (Fig. 37). Endopodito 2-segmentado, com 1 cerda simples no segmento proximal, enquanto o segmento distal apresenta 1 cerda simples mediana e 4 cerdas paposas terminais. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas e 3 cerdas plumodenticuladas (1 subterminal). Endito coxal com 5 cerdas (3 plumodenticuladas + 2 simples, 1 subterminal) e 1 cerda plumosa subterminal lateral.

Maxila (Fig. 38). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 2 (1 subterminal) + 3 cerdas paposas. Endito basal bilobado com 5 cerdas (1 plumodenticulada + 4 plumosas, 1 subterminal) + 4 cerdas (2 plumodenticuladas + 1 simples + 1 plumosa subterminal). Endito coxal bilobado com 5 cerdas (3 subterminais) plumosas + 4 cerdas (1 subterminal + 1 cerda similar a hamate) plumosas.

Primeiro maxilipede (Fig. 39). Basipodito com 2, 2, 3, 3 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 2, 2, 1, 2, 5 (4 terminais + 1 cerda plumosa subterminal lateral) cerdas paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 40). Basipodito com 1 (cerda paposa), 1, 1, 1 cerdas simples na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 0, 1 (denticulada), 5 (1 denticulada) cerdas simples. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.



Figuras 34-41: *Sesarma rectum*. (34) vista lateral; (35) antênula; (36) antena; (37) maxílula; (38) maxila; (39) primeiro maxilipede; (40) segundo maxilipede; (41) abdome e telson. Barra de escala: 34= 0,2mm; 35,36= 0,1mm; 37,38= 0,03mm; 39,40= 0,08; 41= 0,13mm

Abdome (Fig. 41). Com 5 somitos e telson. O primeiro somito com 1 cerda simples mediana. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Somitos 3 - 5 com um par de pequenos espinhos posterolaterais. Telson bifurcado, com margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas separadas por um sulco. Cada furca com duas longas filas de diminutos espinhos na parte distal interna.

Armases rubripes (Rathbun, 1897)

Dimensões: CC: 0,43 mm \pm 0,01, CDR: 0,73 mm \pm 0,01.

Carapaça (Fig. 42). Globosa, lisa, com 1 par de cerda simples anterodorsal e outro posterodorsal. Espinho dorsal presente e curvado, contendo diminutos espinhos dispostos aleatoriamente na superfície anterior. Região inferior com uma pequena protuberância. Espinhos laterais ausentes. O espinho rostral é ligeiramente menor que a antena. Olhos sésseis.

Antênula (Fig. 43). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 3 estetos e 2 cerdas simples de diferentes tamanhos na região terminal.

Antena (Fig. 44). Protopodito bem desenvolvido, armado com 2 fileiras de espinhos desiguais. Exopodito equivalente a 1/3 do comprimento do protopodito, sendo provido de 2 cerdas simples terminais de diferentes tamanhos.

Maxílula (Fig. 45). Endopodito 2-segmentado, com 1 cerda simples no segmento proximal, enquanto o segmento distal apresenta 1 cerda simples mediana e 4 cerdas paposas terminais. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas e 3 cerdas plumodenticuladas (1 subterminal). Endito coxal com 5 cerdas (3 plumodenticuladas + 2 simples, 1 subterminal) e 1 cerda plumosa subterminal lateral.

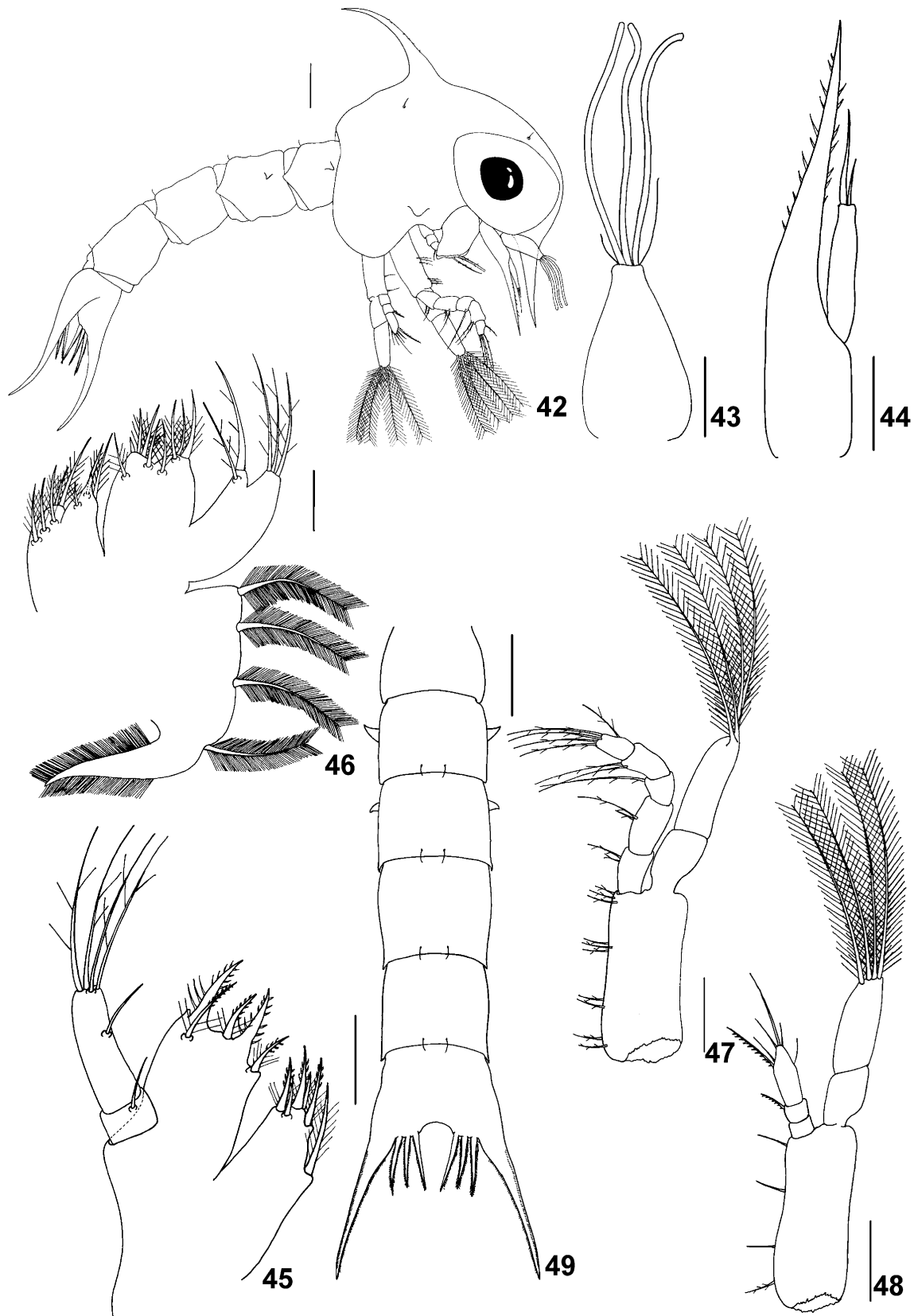
Maxila (Fig. 46). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 2 (1 subterminal) + 3 cerdas paposas. Endito basal bilobado com 5 cerdas (4 plumosas, 1 subterminal + 1 simples) + 4 cerdas (1 subterminal) plumosas. Endito coxal bilobado com 5 cerdas (3 subterminais) plumosas + 4 cerdas (2 subterminais + 1 cerda similar a hamate) plumosas.

Primeiro maxilipede (Fig. 47). Basipodito com 2, 2, 3, 3 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 2, 2, 1, 2, 5 (4 terminais + 1 subterminal lateral) cerdas paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 48). Basipodito com 1 (cerda paposa), 1, 1, 1 cerdas simples na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 0, 1 (denticulada), 6 (1 denticulada) cerdas simples.

Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Abdome (Fig. 49). Com 5 somitos e telson. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Somitos 3 - 5 com um par de pequenos espinhos posterolaterais. Telson bifurcado, com margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas separadas por um sulco. Cada furca com duas longas filas de diminutos espinhos na parte interna.



Figuras 42-49: *Armases rubripes*. (34) vista lateral; (35) antênula; (36) antena; (37) maxílula; (38) maxila; (39) primeiro maxilipede; (40) segundo maxilipede; (41) abdome e telson. Barra de escala: 42= 0,08mm; 43-46= 0,03mm; 47,48= 0,06; 49= 0,1mm.

Aratus pisonii (H. Milne Edwards, 1837)

Dimensões: CC: 0,43 mm \pm 0,01, CDR: 0,7 mm \pm 0,01.

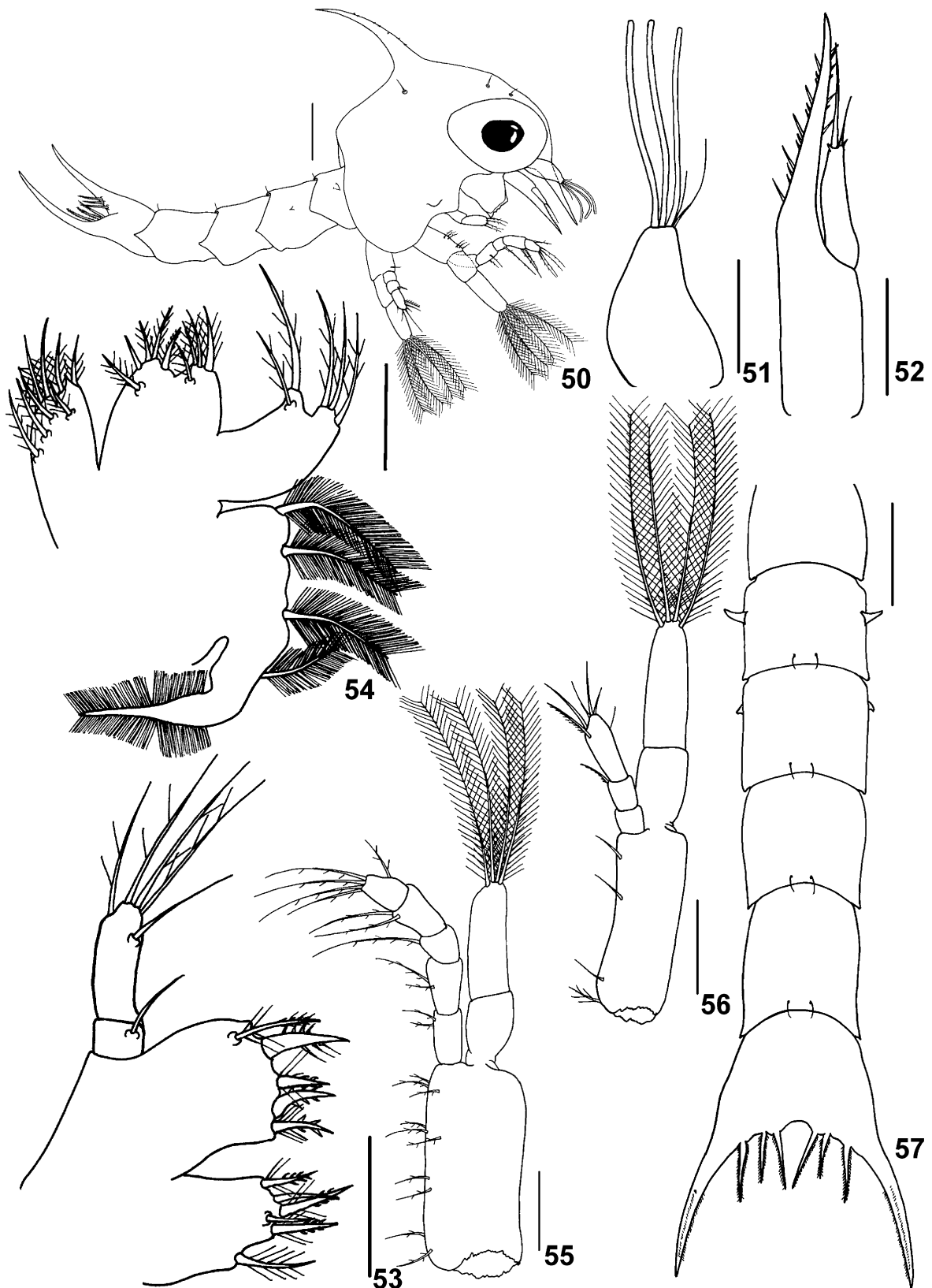
Carapaça (Fig.50). Globosa, lisa, com 1 par de cerdas posterodorsal e 2 pares de cerdas simples anterodorsal. Espinho dorsal presente e curvado, com alguns diminutos espinhos dispostos na superfície anterior. Região inferior com uma discreta protuberância. Espinhos laterais ausentes. O comprimento do espinho rostral é equivalente ao protopodito antenal. Olhos sésseis.

Antênula (Fig. 51). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 3 estetos e 2 cerdas simples de diferentes tamanhos na região terminal.

Antena (Fig. 52). Protopodito bem desenvolvido, armado com 2 fileiras de espinhos desiguais. Exopodito, com 2 cerdas simples (1 longa e 1 média) e 2 diminutos espinhos terminais.

Maxílula (Fig. 53). Endopodito 2-segmentado, com 1 cerda simples no segmento proximal, enquanto o segmento distal apresenta 1 cerda simples mediana e 4 cerdas paposas terminais. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas e 3 cerdas plumodenticuladas (1 subterminal). Endito coxal com 5 cerdas (3 plumodenticuladas + 2 simples, 1 subterminal) e 1 cerda plumosa subterminal lateral.

Maxila (Fig. 54). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 2 (1 subterminal) + 3 cerdas paposas. Endito basal bilobado com 5 cerdas (3 plumosas, 1 subterminal + 1 plumodenticulada + 1 simples) + 4 cerdas (1 subterminal) plumosas. Endito coxal bilobado com 5 cerdas (3 subterminais) plumosas + 4 cerdas (1 subterminal + 1 cerda similar a hamate) plumosas.



Figuras 50-57: *Aratus pisonii*. (50) vista lateral; (51) antênula; (52) antena; (53) maxílula; (54) maxila; (55) primeiro maxilipede; (56) segundo maxilipede; (57) abdome e telson. Barra de escala: 50,57= 0,1mm; 51-54= 0,05mm; 55,56= 0,06mm.

Primeiro maxilipede (Fig. 55). Basipodito com 2, 2, 3, 3 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 2, 2, 1, 2, 5 (4 terminais + 1 subterminal lateral) cerdas paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 56). Basipodito com 1 (cerda paposa), 1, 1, 1 cerdas simples na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 0, 1 (denticulada), 6 (1 denticulada) cerdas simples. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Abdome (Fig. 57). Com 5 somitos e telson. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Somitos 3 - 5 com um par de pequenos espinhos posterolaterais. Telson bifurcado, com margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas (a margem interna do par central de cerdas não possuem cérdulas) separadas por um sulco. Cada furca com 2 diminutos espinhos laterais e duas filas de diminutos espinhos na parte distal interna.

Ocypodidae

Ocypode quadrata (Fabricius, 1787)

Dimensões: CC: 0,63 mm \pm 0,01, CDR: 1,28 mm \pm 0,15.

Carapaça (Fig. 58). Globosa, lisa, com um par de cerdas simples posterodorsal. Região anterior com uma pequena protuberância. Espinho dorsal presente e curvado, contendo diminutos espinhos dispostos aleatoriamente na superfície anterior. Espinho rostral aproximadamente o dobro do comprimento da antena. Espinhos laterais presentes, longos e curvados para baixo. Olhos sésseis.

Antênula (Fig. 59). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 2 estetos e 2 cerdas simples de diferentes tamanhos na região terminal.

Antena (Fig. 60). Protopodito bem desenvolvido, com 2 fileiras de pequenos espinhos. Exopodito é equivalente a 1/5 do comprimento total do protopodito. Exopodito apresenta 2 cerdas simples de diferentes tamanhos e 2 diminutos espinhos terminais.

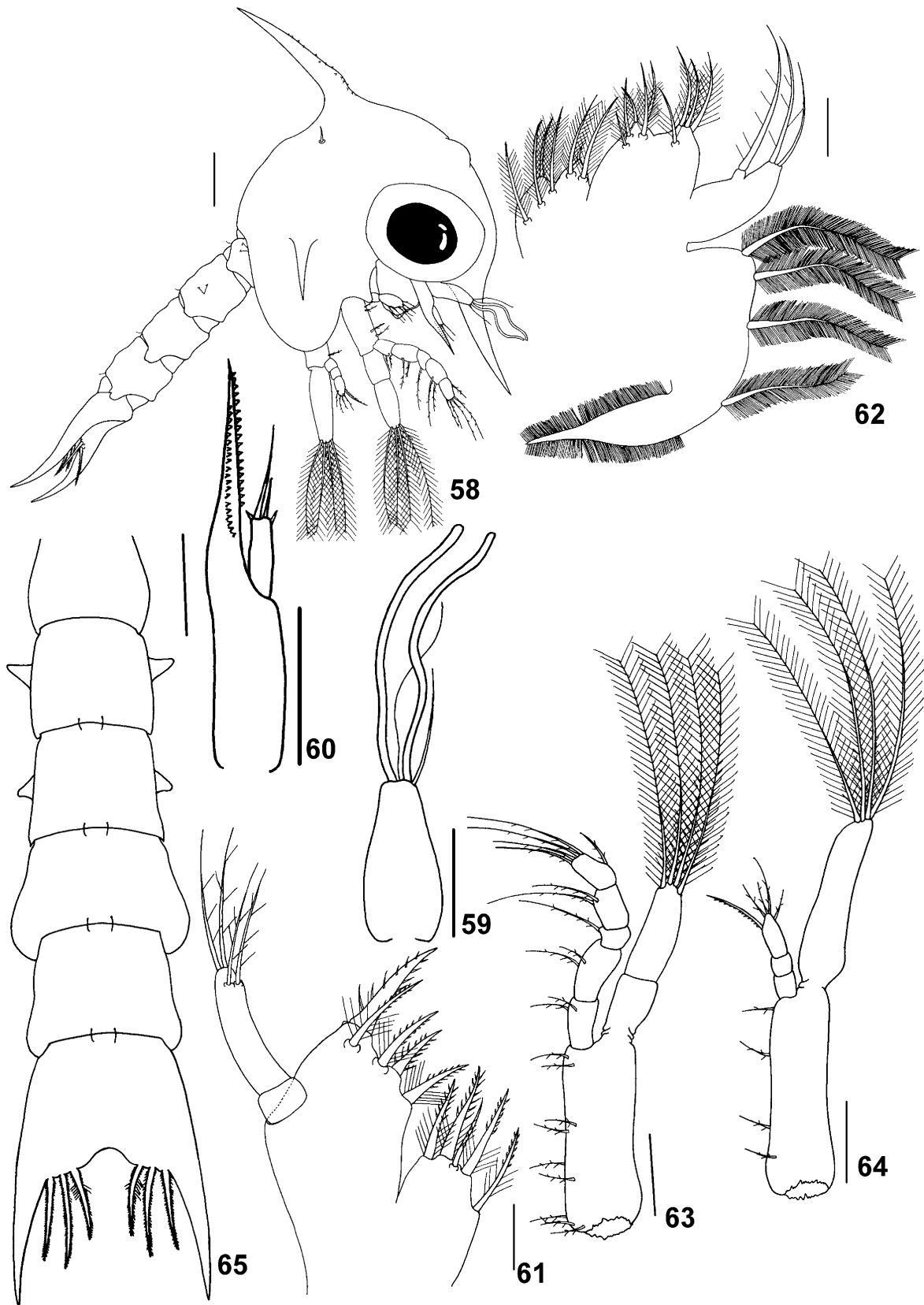
Maxílula (Fig. 61). Endopodito 2-segmentado, com ausência de cerdas no segmento proximal e 4 cerdas paposas terminais no segmento distal. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas e 3 cerdas plumodenticuladas (1 subterminal). Endito coxal com 4 cerdas (3 plumodenticuladas + 1 simples) e 1 cerda plumodenticulada subterminal lateral.

Maxila (Fig. 62). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 1 + 2 cerdas (1 paposa + 1 simples) paposa. Endito basal bilobado com 5 cerdas (3 subterminais) + 4 cerdas (1 subterminal) plumosas. Endito coxal bilobado com 4 cerdas (3 subterminais) + 3 cerdas (1cerda similar a hamate) plumosas.

Primeiro maxilipede (Fig. 63). Basipodito com 3, 2, 2, 2 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 2, 2, 1, 2, 5 (4 terminais + 1 subterminal lateral) cerdas paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 64). Basipodito com 1, 1, 1, 1 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 0, 0, 5 cerdas (1 denticulada, 4 paposas), do segmento proximal para o distal. Exopodito não segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Abdome (Fig. 65). Com 5 somitos e telson. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Margem posterior do 4º segmento expandida lateralmente. Telson bifurcado, com margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas separadas por um sulco.



Figuras 58-65: *Ocypode quadrata*. (58) vista lateral; (59) antênula; (60) antena; (61) maxílula; (62) maxila; (63) primeiro maxilipede; (64) segundo maxilipede; (65) abdome e telson. Barra de escala: 58,65= 0,13mm; 59,60= 0,08mm; 61,62= 0,03; 63,64= 0,1mm.

Uca maracoani (Latreille, 1802)

Dimensões: CC: 0,41mm \pm 0,01, CDR: 0,69 mm \pm 0,02.

Carapaça (Fig. 66). Globosa, lisa, com um par de cerdas simples posterodorsal. Região anterior apresenta uma pequena protuberância. Espinho dorsal presente e curvado, contendo diminutos espinhos dispostos aleatoriamente na sua superfície anterior. Espinhos laterais presentes, ligeiramente menor que a antena e inclinados para baixo. Espinho rostral ligeiramente curvado. Olhos sésseis.

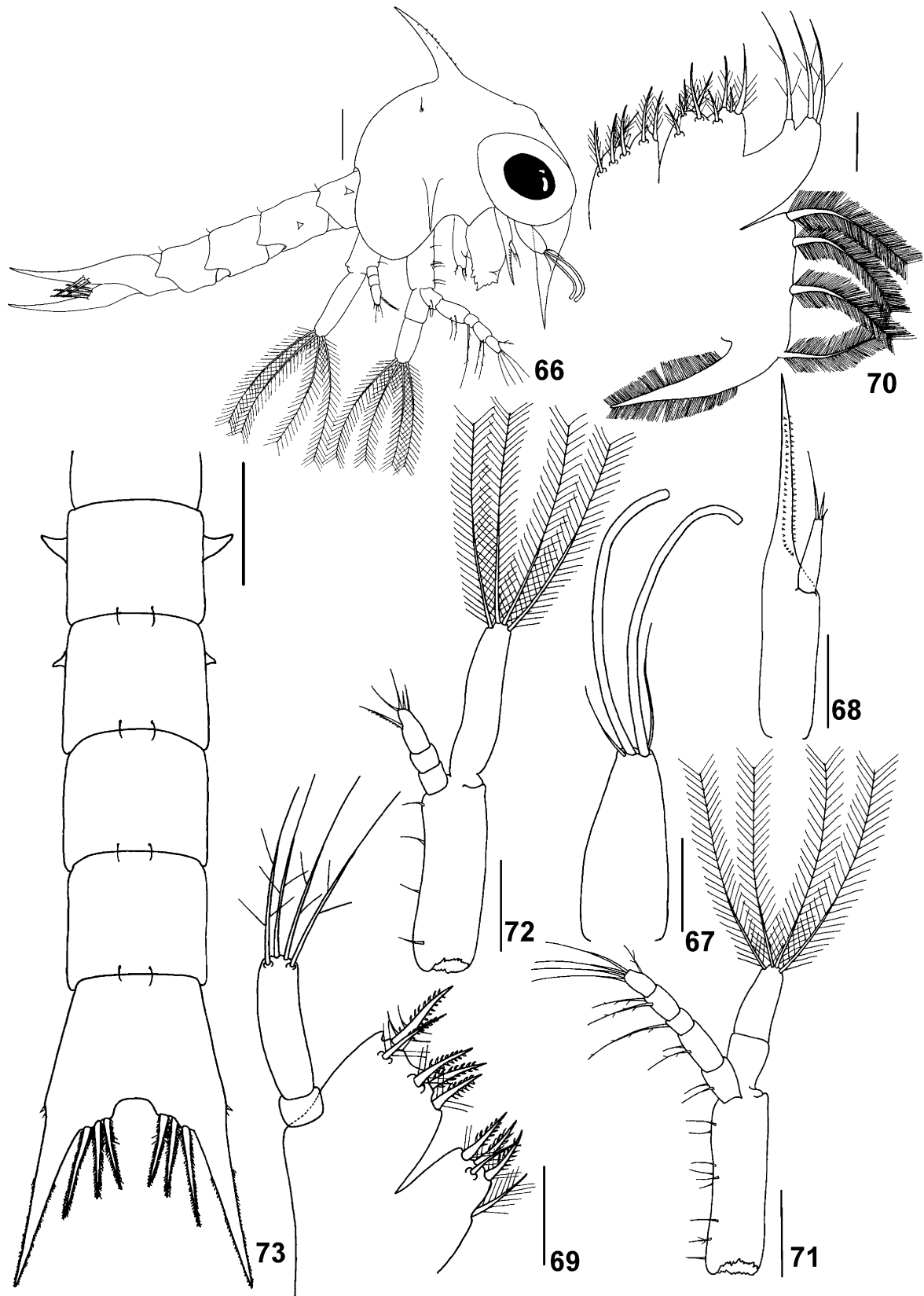
Antênula (Fig. 67). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 2 estetos e 2 cerdas simples de diferentes tamanhos na sua região terminal.

Antena (Fig. 68). Protopodito bem desenvolvido, com 2 fileiras de diminutos espinhos. Exopodito apresenta 3 cerdas simples de diferentes tamanhos.

Maxílula (Fig. 69). Endopodito 2-segmentado, com ausência de cerdas no segmento proximal e 4 cerdas paposas terminais no segmento distal. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas e 3 cerdas plumodenticuladas (2 subterminais). Endito coxal com 4 cerdas (3 plumodenticuladas + 1 simples subterminal) e 1 cerda plumosa subterminal lateral.

Maxila (Fig. 70). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 1 + 2 cerdas paposas. Endito basal bilobado com 5 cerdas (2 subterminais) + 4 cerdas (1 subterminal) plumosas. Endito coxal bilobado com 4 cerdas (3 subterminais) + 3 cerdas (1 subterminal + 1cerda similar a hamate) plumosas.

Primeiro maxilipede (Fig. 71). Basipodito com 1, 1 (cerda raramente paposa), 1, 4, 2 cerdas simples na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 0 (2), 1 (2), 1, 2, 1 (5) cerdas raramente paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.



Figuras 66-73: *Uca maracoani*. (66) vista lateral; (67) antênula; (68) antena; (69) maxílula; (70) maxila; (71) primeiro maxilipede; (72) segundo maxilipede; (73) abdome e telson. Barra de escala: 66,71,72= 0,08mm; 67-70= 0,3mm; 73= 0,1mm.

Segundo maxilipede (Fig. 72). Basipodito com 1, 1, 1, 1 cerdas simples na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 0, 0, 5 (1 cerda denticulada) cerdas simples. Exopodito não segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Abdome (Fig. 73). Com 5 somitos e telson. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Telson bifurcado, com margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas separadas por um sulco. Cada furca com 2 diminutos espinhos laterais e duas filas de diminutos espinhos na parte interna.

Uca thayeri Rathbun, 1900

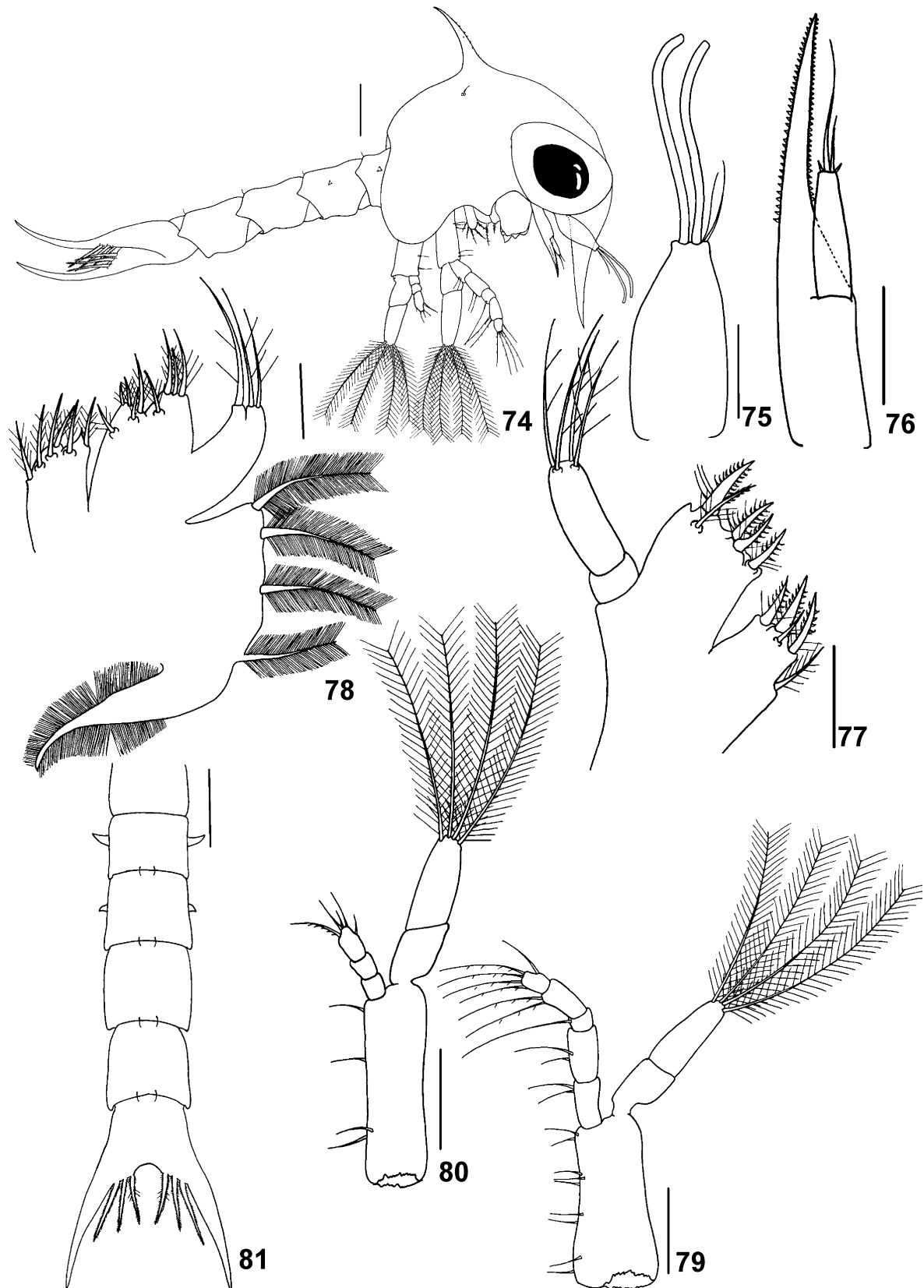
Dimensões: CC: 0,39 mm ± 0,01, CDR: 0,62 mm ± 0,01.

Carapaça (Fig. 74). Globosa, lisa, com 1 par de cerdas simples posterodorsal. Espinho dorsal presente e curvado, contendo diminutos espinhos dispostos aleatoriamente na sua superfície anterior. Ausência de espinhos laterais. Espinho rostral ligeiramente curvado. Olhos sésseis.

Antênula (Fig. 75). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 2 estetos e 2 cerdas simples na região terminal.

Antena (Fig. 76). Protopodito bem desenvolvido, com 2 fileiras de pequenos espinhos marginais. Exopodito com 2 cerdas simples de diferentes tamanhos e 2 pequenos espinhos terminais.

Maxílula (Fig. 77). Endopodito 2-segmentado, com ausência de cerdas no segmento proximal e 4 cerdas paposas terminais no segmento distal. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas e 3 cerdas plumodenticuladas (1 subterminal). Endito coxal com 4 cerdas (3 plumodenticuladas + 1 simples subterminal) e 1 cerda plumosa subterminal lateral.



Figuras 74-81: *Uca thayeri*. (74) vista lateral; (75) antênula; (76) antena; (77) maxílula; (78) maxila; (79) primeiro maxilipede; (80) segundo maxilipede; (81) abdome e telson. Barra de escala: 74, 79, 80= 0,08 mm; 75-78= 0,03 mm; 81= 0,1mm.

Maxila (Fig. 78). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 1 + 2 cerdas paposas. Endito basal bilobado com 5 cerdas (2 subterminais) + 4 cerdas (1 subterminal) pouco plumosas. Endito coxal bilobado com 4 cerdas (2 subterminais) + 3 cerdas (1cerda similar a hamate) cerdas pouco plumosas.

Primeiro maxilipede (Fig. 79). Basipodito com 2, 2, 3, 2 cerdas simples na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 0 (2), 0 (2), 0 (1), 2, 4 (5) cerdas raramente paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 80). Basipodito com 1, 1, 1, 1 cerdas simples na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 0, 0, 5 (1 cerda denticulada) cerdas simples. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Abdome (Fig. 81). Com 5 somitos e telson. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Telson bifurcado com a margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas separadas por um sulco.

Uca rapax (Smith, 1870)

Dimensões: CC: 0,36 mm ± 0,01, CDR: 0,58 mm ± 0,01.

Carapaça (Fig. 82). Globosa, lisa, com um par de cerdas simples posterodorsal. Espinho dorsal presente e curvado posteriormente. Ausência de espinhos laterais. Espinho rostral ligeiramente curvado. Olhos sésseis.

Antênula (Fig. 83). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 2 estetos e 2 cerdas simples desiguais na região terminal.

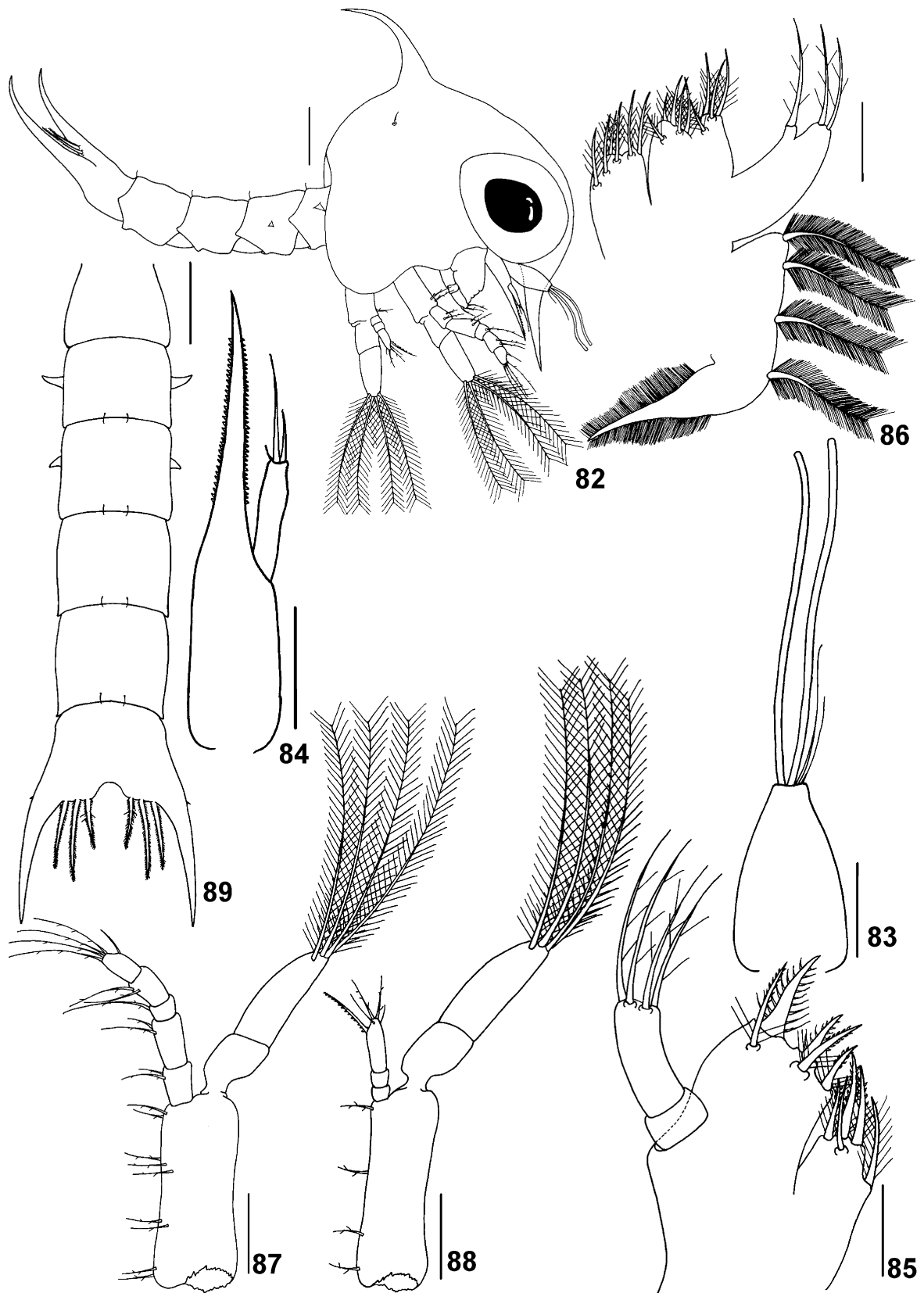
Antena (Fig. 84). Protopodito bem desenvolvido, com 2 fileiras de pequenos espinhos. Exopodito é equivalente a 1/4 do comprimento total do protopodito, com 3 cerdas simples de diferentes tamanhos.

Maxílula (Fig. 85). Endopodito 2-segmentado, com ausência de cerdas no segmento proximal e 4 cerdas paposas terminais no segmento distal. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas e 3 cerdas plumodenticuladas (2 subterminal). Endito coxal com 4 cerdas (2 plumodenticuladas + 1 simples subterminal + 1 plumosa) e 1 cerda plumosa subterminal lateral.

Maxila (Fig. 86). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 1 + 2 cerdas paposas. Endito basal bilobado com 5 cerdas (1 subterminal) + 4 cerdas (1 subterminal) plumosas. Endito coxal bilobado com 4 cerdas (3 subterminais) + 3 cerdas (1cerda similar a hamate + 1 subterminal) plumosas.

Primeiro maxilipede (Fig. 87). Basipodito com 2, 2, 3, 2 cerdas pouco paposas na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 2, 2, 1, 2, 5 (4 terminais, 1 simples subterminal lateral) cerdas pouco paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 88). Basipodito com 1, 1, 1, 1 cerdas pouco paposas na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 0, 0, 5 (1 denticulada + 2 simples) cerdas



Figuras 82-89: *Uca rapax*: (82) vista lateral; (83) antênula; (84) antena; (85) maxílula; (86) maxila; (87) primeiro maxilipede; (88) segundo maxilipede; (89) abdome e telson. Barra de escala: 82,89= 0,08mm; 83,84= 0,03 mm; 85,86= 0,025 mm; 87,88= 0,06 mm.

pouco paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Abdome (Fig. 89). Com 5 somitos e telson. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Telson bifurcado, com 1 diminuto espinho lateral. Margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas separadas por um sulco.

Ucididae

Ucides cordatus (Linnaeus, 1763)

Dimensões: CC: 0,49 mm ± 0,01, CDR: 1,01 mm ± 0,02.

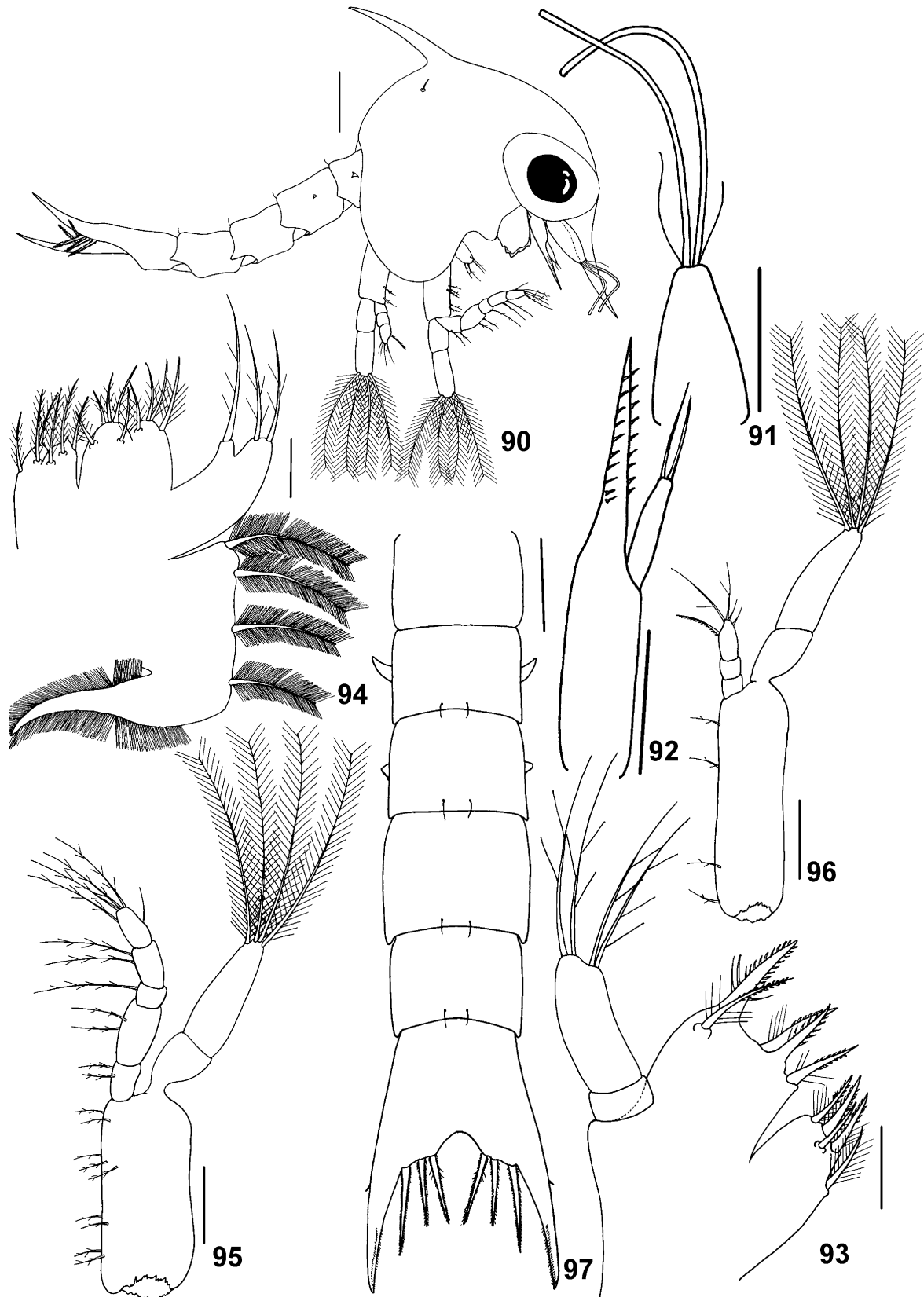
Carapaça (Fig. 90). Globosa, lisa, com 1 par de cerdas simples posterodorsal. Espinho dorsal presente e inclinado. Ausência de espinhos laterais. Espinho rostral ligeiramente curvado. Olhos sésseis.

Antênula (Fig. 91). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 2 estetos e 2 cerdas simples na região terminal.

Antena (Fig. 92). Protopodito bem desenvolvido, armado com 2 fileiras de pequenos espinhos. Exopodito, com 2 cerdas simples de tamanhos quase equivalentes.

Maxílula (Fig. 93). Endopodito 2-segmentado, com ausência de cerdas no segmento proximal e 4 cerdas paposas terminais no segmento distal. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas e 3 cerdas plumodenticuladas (1 subterminal). Endito coxal com 4 cerdas (3 plumodenticuladas + 1 simples subterminal) e 1 cerda plumodenticulada subterminal lateral.

Maxila (Fig. 94). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais e um longo processo distal com microtriquias. Endopodito bilobado com 1 + 2 cerdas paposas. Endito basal bilobado com 5 cerdas (2 subterminais) + 4 cerdas (1 subterminal) pouco plumosas.



Figuras 90-97: *Ucides cordatus*: (90) vista lateral; (91) antênula; (92) antena; (93) maxílula; (94) maxila; (95) primeiro maxilipede; (96) segundo maxilipede; (97) abdome e telson. Barra de escala: 90= 0,13mm; 91= 0,06mm; 92= 0,05mm; 93,94= 0,03mm; 95,96= 0,08mm; 97= 0,1mm.

Endito coxal bilobado com 3 cerdas (1 subterminal) + 4 cerdas (2 subterminal, 1 similar a hamate) cerdas plumosas.

Primeiro maxilipede (Fig. 95). Basipodito com 2, 2, 3, 2 cerdas paposas na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 2, 2, 1, 2, 5 (4 terminais, 1 simples subterminal lateral) cerdas paposas, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 96). Basipodito com 1, 1, 1, 1 cerdas pouco paposas na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 0, 0, 5 cerdas (1 denticulada + 2 pouco paposas + 2 simples), do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Abdome (Fig. 97). Com 5 somitos e telson. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com curtos espinhos posterolaterais e um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Telson bifurcado, com 1 diminuto espinho lateral. Margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas plumodenticuladas separadas por um sulco, além de apresentar a margem distal da furca serrilhada.

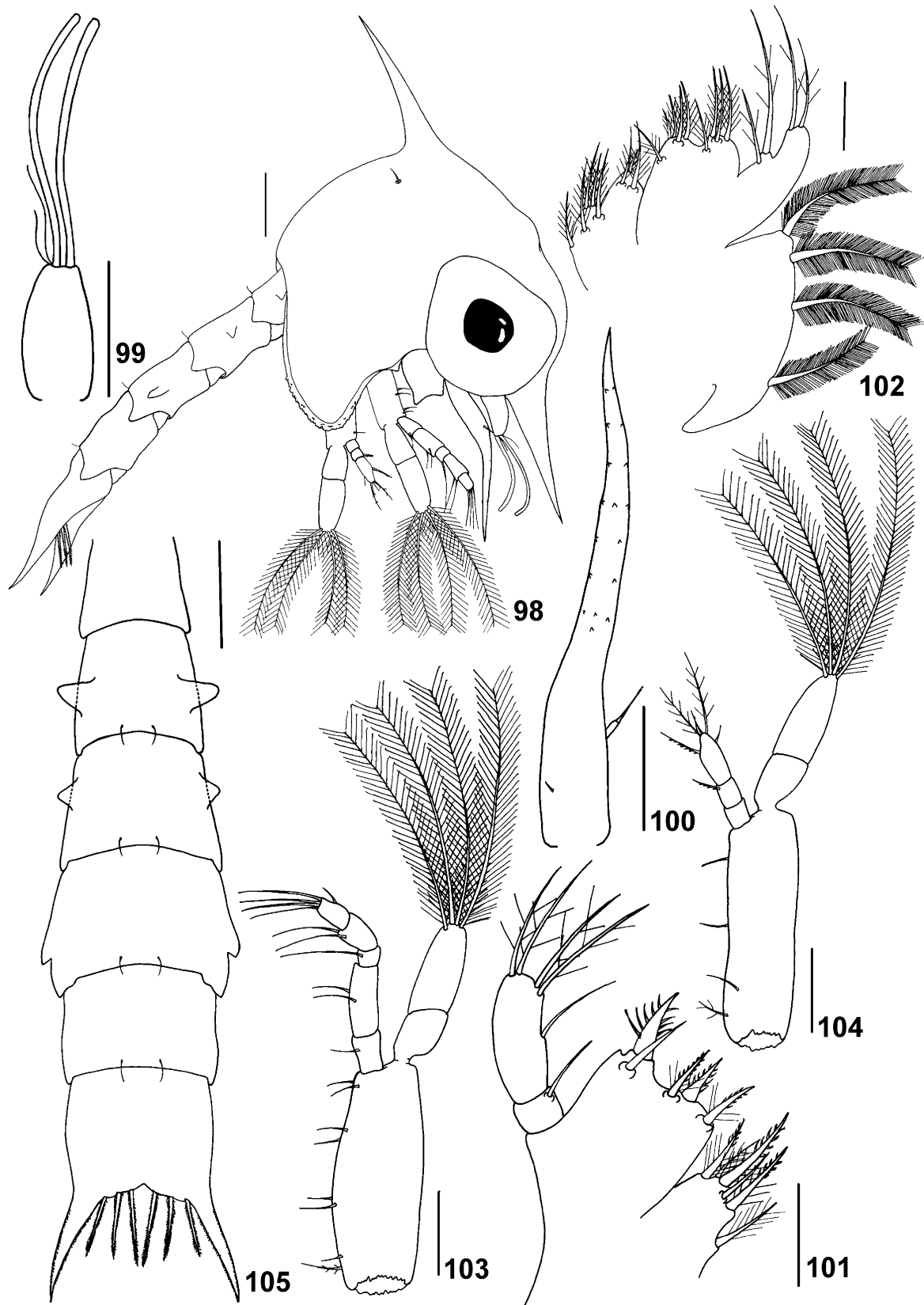
Grapsidae

Pachygrapsus gracilis (Saussure, 1858)

Dimensões: CC: 0,35 mm ± 0,005, CDR: 0,73 mm ± 0,01.

Carapaça (Fig. 98). Globosa, lisa, com 1 par de cerdas simples posterodorsal. Região anterior com uma pequena protuberância. Espinho dorsal presente e levemente inclinado. Ausência de espinhos laterais. Margem ventral contornada por irregularidades. Espinho rostral ligeiramente inclinado.

Antênula (Fig. 99). Unirreme, cônica e não segmentada. Apresenta 2 estetos e 2 cerdas simples de diferentes tamanhos na região terminal.



Figuras 98-105: *Pachygrapsus gracilis*: (98) vista lateral; (99) antênula; (100) antena; (101) maxílula; (102) maxila; (103) primeiro maxilipede; (104) segundo maxilipede; (105) abdome e telson. Barra de escala: 98,105= 0,08mm; 99,100= 0,05mm; 101= 0,03mm; 102= 0,025mm; 103,104= 0,06mm.

Antena (Fig. 100). Protopodito bem desenvolvido, com uma pequena cerda na base, provido de poucos espinhos diminutos dispostos na região posterior curvada. Exopodito bastante reduzido, com 1 cerda simples terminal.

Maxílula (Fig. 101). Endopodito 2-segmentado, com 1 cerda simples no segmento proximal, enquanto o segmento distal apresenta 1 cerda simples mediana e 4 cerdas paposas terminais. Endito basal com 2 cerdas cuspidadas, 2 cerdas plumodenticuladas e 1 cerda simples subterminal. Endito coxal com 5 cerdas (3 plumodenticuladas + 1 pouco plumosa + 1 simples) e 1 cerda plumosa subterminal lateral.

Maxila (Fig. 102). Escafognatito com 4 cerdas plumosas marginais com o processo distal pouco desenvolvido. Endopodito bilobado com 2 + 2 cerdas paposas. Endito basal bilobado com 5 cerdas (2 subterminais) + 4 cerdas (1 subterminal) plumosas. Endito coxal bilobado com 5 cerdas (2 subterminais) + 3 cerdas (2 subterminais) plumosas.

Primeiro maxilipede (Fig. 103). Basipodito com 2 (1 pouco paposa), 2, 2, 2 cerdas simples na margem interna. Endopodito 5-segmentado com 1, 2, 1, 2, 5 (4 terminais + 1 subterminal lateral) cerdas simples, do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Segundo maxilipede (Fig. 104). Basipodito com 1 (pouco paposa), 1, 1, 1 cerdas simples na margem interna. Endopodito 3-segmentado com 0, 1 (denticulada), 5 cerdas (1 denticulada + 2 pouco plumosas), do segmento proximal para o distal. Exopodito 2-segmentado com 4 longas cerdas natatórias plumosas terminais.

Abdome (Fig. 105). Com 5 somitos e telson. Somitos 2 e 3 com um par de espinhos dorsolaterais. Somitos 2 - 5 com pequenos espinhos posterolaterais e um par de pequenas cerdas simples posterodorsal. Margem posterior do 4º segmento expandida lateralmente com 1 espinho. Telson bifurcado com a margem interna provida de 6 (3 + 3) cerdas

plumodenticuladas separadas por um pequeno sulco, além de apresentar as margens da furca serrilhada.

3.2. Chave de identificação de Zoea I das espécies descritas.

- 1a. Carapaça com espinhos laterais.....2
- 1b. Carapaça sem espinhos laterais.....6
- 2a. Antena com protopodito alongado e armado distalmente com fortes espinhos.....3
- 2b. Antena com protopodito menos alongado e com apenas 2 fileiras de espinhos5
- 3a. Antênula com 2 estetos e 2 cerdas simples.....4
- 3b. Antênula com 2 estetos e 3 cerdas simples*Panopeus americanus* (Fig. 9)
- 4a. Endopodito do primeiro maxilípede com 3 cerdas paposas no 1° segmento.....*Panopeus lacustris* (Fig. 1)
- 4b. Endopodito do primeiro maxilípede com 2 cerdas paposas no 1° segmento.....*Eurytium limosum* (Fig. 17)
- 5a. Quarto segmento abdominal com a margem posterior expandida lateralmente.....*Ocypode quadrata* (Fig. 58)
- 5b. Segmentos abdominais similares aos demais.....*Uca maracoanii* (Fig. 66)
- 6a. Abdome sem pleopodes.....7
- 6b. Abdome com pleopodes.....*Sesarma curacaoense* (Fig. 25)
- 7a. Quarto segmento abdominal com a margem posterior expandida lateralmente com 1 robusto espinho.....*Pachygrapsus gracilis* (Fig. 98)
- 7b. Segmentos abdominais similares aos demais.....8
-

- 8b. Protopodito antenal com 2 fileiras de espinhos desiguais e ordenados espaçadamente.....9
- 8a. Protopodito antenal com 2 fileiras de diminutos espinhos estreitamente ordenados.....12
- 9a. Endopodito antenal presente.....*Sesarma rectum* (Fig. 34)
- 10b. Endopodito antenal ausente.....11
- 11a. Carapaça com 2 pares de cerdas simples anterodorsal; exopodito com 2 diminutos espinhos terminais.....*Aratus pisonii* (Fig.50)
- 11b. Carapaça com 1 par de cerdas simples anterodorsal; exopodito sem espinhos.....*Armases rubripes* (Fig. 43)
- 12a. Somitos abdominais 3 – 5 com curtos espinhos posterolaterais; margem interna da região distal dos ramos furcais serrilhada.....*Ucides cordatus* (Fig. 90)
- 12b. Somitos abdominais 3 – 5 sem espinhos posterolaterais; ramos furcais não serrilhados.....13
- 13a. Carapaça com espinho dorsal curvado posteriormente; ramos furcais com 1 diminuto espinho disposto lateralmente.....*Uca rapax* (Fig. 82)
- 13b. Carapaça com espinho dorsal curvado, contendo diminutos espinhos dispostos aleatoriamente na superfície anterior; ramos furcais desprovido de espinhos.....*Uca thayeri* (Fig. 74).
-

4. DISCUSSÃO

As características morfológicas de larvas de braquiúros, especialmente do estágio inicial, são essenciais para a compreensão de muitos aspectos que envolvem estudos sistemáticos e ou filogenéticos (CLARK *et al.* 1998). Entretanto, RICE (1983), infere que a contribuição para esses estudos, depende estreitamente da identificação correta dos caracteres primitivos e derivados desses organismos.

O mesmo autor afirma também que as tendências evolutivas nas larvas (zoeas) de Eubrachyuran 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 larvais, assim como os adultos, também são passíveis de convergência (RIEGER, 1998)

Apesar de tudo, o uso de características larvais como uma ferramenta sistemática adicional, vem sendo amplamente aceito e aplicado por taxonomistas (CUESTA & ANGER 2001). Aliado a este fato, à medida que os estudos avançam e mais espécies têm seus desenvolvimentos larvais descritos, torna-se mais viável as investigações morfológicas comparativas (RIEGER 1998).

No entanto, é importante ressaltar que, frequentemente, muitos estudos encontram grandes dificuldades para diferenciar larvas de algumas espécies, principalmente as congênicas, pois a distinção baseia-se apenas em pequenas diferenças morfológicas. Neste caso, a confiabilidade da descrição específica poderá ser condicionada, somente com base em espécimes nascidos em laboratório, diferentemente das larvas coletadas em ambiente natural, que estão, muitas vezes, limitadas a serem descritas de forma genérica (KORNIENKO & KORN 2009).

Esta condição pode ser observada para determinadas espécies, como *Hemigrapsus sanguineus*, *H. penicillatus* e *H. longitarsis*, descritas respectivamente por HWANG *et al.* (1993), HWANG & KIM (1995) e PARK & KO (2001). Estas espécies possuem os estágios iniciais quase idênticos, sendo substancialmente distinguidas apenas a partir dos estágios subsequentes, resultando, desta forma no estabelecimento de prováveis dificuldades para a identificação específica dos espécimes provenientes de estudos planctônicos.

A estreita relação morfológica observada entre as espécies de *Hemigrapsus*, também foi constatada no presente estudo para as espécies de Panopeidae, sendo este fato reforçado pela primeira descrição sobre *P. lacustris* (Capítulo II).

O primeiro estágio larval desta espécie se ajusta aos limites morfológicos estabelecidos por FELDER & MARTIN (2003) aos *Panopeus*, os quais necessariamente devem compartilhar um espinho bem desenvolvido na carapaça (às vezes reduzido), antena com protopodito armado distalmente com um processo espinhoso (não apresenta a ponta dilatada) e o telson com dois ou três pequenos espinhos em cada lado da furca, localizados ao nível dos três pares de cerdas da margem interna.

Embora existam similaridades, *P. lacustris* se distingue das demais espécies do gênero, como *P. occidentalis*, *P. americanus* e *P. austrobesus*, as quais foram descritas para o Brasil por INGLE (1985), NEGREIROS-FRANSOZO (1986) e MONTÚ *et al.* (1988), respectivamente. A distinção de *P. lacustris* ocorre principalmente devido à antênula possuir um número diferenciado de estetos e cerdas, reforçando assim, segundo SCHUBART *et al.* (2000) a pouca variação morfológica das espécies desse grupo, dificultando a classificação específica até mesmo dentro ou entre gêneros.

As descrições das espécies examinadas concordam consideravelmente com as prévias descrições realizadas, porém o presente trabalho constatou diferenças importantes entre ambas as descrições.

Na descrição de *P. americanus*, NEGREIROS-FRANZOZO (1986) não registrou algumas informações importantes, como a presença na carapaça de um par de cerdas simples posterodorsal e uma pequena protuberância na região anterior e posterior, um diminuto espinho adicional em cada lado da furca do telson, além de 2 estetos e 3 cerdas simples e não 3 estetos e 1 cerda na antênula (Tabela II).

Tabela II. Comparação morfológica entre as descrições de *Panopeus americanus*.

Apêndices	<i>P. americanus</i> *	<i>P. americanus</i> **
Carapaça	cs nd	1par cs
Antênula	3est, 1cs	2est, 3cs
Exop. antenal	1cs, 0esp	1cs, 0esp
Maxilula		
EC	5cpl	6cpl+1cs
EB	6cpl	2ccus+3cpd
Maxila		
EC	5cpl	8cpl
EB	6cpl	8cpl+1cpd
Telson		
Furcas	2esp (1dorsal.+1lateral)	3esp (1dorsal+2laterais)

* NEGREIROS-FRANZOZO (1986), **Presente estudo. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus (cerda cuspidada), est (esteto), esp (espinho), nd (não descrito), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal).

A maioria das diferenças encontradas nas descrições de *P. americanus* refere-se aos tipos de cerdas descritas originalmente, além das discordâncias no número das cerdas do endito coxal da maxilula e nos enditos basal e coxal da maxila. NEGREIROS-FRANZOZO (1986), descreveu cerdas plumosas na maioria dos apêndices para os quais foram encontradas cerdas plumodenticuladas ou paposas. Este fato foi comumente observado para as outras espécies descritas neste trabalho.

Ao descrever *E. limosum*, KURATA *et al.* (1981) não consideraram vários dados morfológicos de diferentes apêndices, não definindo o número de estetos e cerdas da antênula, o tipo e a quantidade de cerdas apresentadas pela maxilula e maxila, bem como nos maxilípedes, entre outras características (Tabela III).

Segundo CLARK *et al.* (1998) as descrições incompletas podem ser eventualmente desaconselhadas para o uso em relações sistemáticas. Entretanto, a descrição de KURATA *et al.* (1981) compartilha diversas características com as obtidas no presente estudo, como o abdome, antena, telson, espinhos da carapaça, entre outras. Esta espécie apresenta um alto grau de similaridade entre os panopeides, de tal forma que as suas larvas, praticamente, são distinguíveis apenas a partir da segunda fase de zoea, onde a antena é desarmada de qualquer processo espinhoso.

Tabela III. Comparação morfológica entre as descrições de *Euritium limosum*.

Apêndices	<i>E. limosum</i> *	<i>E. limosum</i> **
Carapaça	cs nd	1par
Antênula	?	2est, 2cs
Exop. antenal	?	1cs, 0esp
Maxilula		
EC	?	3cpd+1cpl+1cs
EB	?	2ccus+3cpd
Maxila		
EC	?	7cpl+1chto
EB	?	6cpl+3cpd
Telson		
Furcas	2esp (1dorsal+1lateral)	3esp (1dorsal+2laterais)

*KURATA *et al.* (1981), **Presente estudo. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus(cerda cuspidada), est (estetos), esp (espinho), chto (cerda similar a hamato), nd (não descrito), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal), ? (não definido), nd (não descrito).

Embora os gêneros *Aratus*, *Armases* e *Sesarma*, apresentem também uma morfologia muito similar para a primeira fase zoea, sendo distinguidas, na maioria dos casos, através de pequenas diferenças no padrão de cerdas (SCHUBART & CUESTA 1998), algumas espécies, como *S. curacaoense* (ANGER *et al.* 1995; SCHUBART & CUESTA 1998), são claramente diferenciadas, principalmente pela presença de pleópodes nos segmentos abdominais, além de pereiópodes parcialmente diferenciados (observados e não descritos no presente trabalho). Estas características associadas ao tamanho larval e ao padrão das cerdas da maxílula e maxila (SCHUBART & CUESTA 1998) (Tabela IV) caracterizam

morfologicamente *S. curacaoense*, como mais avançado em relação a outras espécies do gênero, como *S. reticulatum* e *S. rectum* (ANGER *et al.*, 1995).

Tabela IV. Comparação morfológica entre as descrições de *Sesarma curacaoense*.

Apêndices	<i>S. curacaoense</i> *	<i>S. curacaoense</i> **	<i>S. curacaoense</i> ***
Carapaça, cs	2+1par [#]	2+1par	2+1par
Antênula	3est, 2cs	3est, 1cs	3est, 1cs
Exop. antenal	0cs, 2esp	2cs, 0esp	2cs, 0esp
Maxilula			
EC	6cpl	6cpd	2cpl+4cpd
EB	3cpd+2cpl+3esp	5cpd	2ccus+3cpd
Maxila			
EC	8cpl+1esp	9 ^{##}	8cpl+ 1chto
EB	9-10cpd	9 ^{##}	4cpl+3cpd+1cd
Telson			
Furcas	2 filas de esp	2 filas de esp	2 filas de esp

*ANGER *et al.* (1995), **SCHUBART & CUESTA (1998), ***Presente estudo, [#] apenas ilustrado pelo autor, ^{##} tipo de cerda não especificado. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus (cerda cuspidada), chto (cerda similar a hamato), est (esteto), esp (espinho), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal).

Ambas as descrições de ANGER *et al.* (1995) e SCHUBART & CUESTA (1998) apresentaram um padrão bastante conservador dos apêndices e cerdas, condizentes com o presente estudo, porém nestes trabalhos a diferenciação das cerdas foi limitada apenas em simples, plumosas e plumodenticuladas, não sendo identificadas as cerdas paposas e cuspidadas.

Contudo, diferentemente de *S. curacaoense*, diversas discordâncias foram observadas em relação à descrição de *S. rectum*, FRANSOZO & HEBLING (1986). Estes autores não relatam a presença de um par de cerdas posterodorsal e dois pares de cerdas simples anterodorsal na carapaça, além das seguintes características: duas fileiras de espinhos desiguais no protopodito antenal, cerdas cuspidadas e plumodenticuladas no endito basal e cerdas plumodenticuladas e simples no endito coxal da maxilula.

As diferenças se estenderam por diversas estruturas larvais, sobretudo na maxila, onde se observaram diferenças tanto no tipo quanto no número de cerdas dispostas no

endito basal e coxal (Tabela V). As discordâncias, segundo SCHUBART & CUESTA (1998) são geralmente estabelecidas de acordo com diferentes observadores, por variação regional ou variação intraespecífica. Porém, é necessário cautela nas afirmações sobre as referidas variações, pois as descrições se baseiam comumente em características consideradas altamente conservadoras, como o padrão de cerdas dos apêndices (FLORES *et al.* 2003).

Tabela V. Comparação morfológica entre as descrições de *Sesarma rectum*.

Apêndices	<i>S. rectum</i> *	<i>S. rectum</i> **
Carapaça	cs nd	2+1par cs
Antênula	3est, 2cs	3est, 2cs
Exop. antenal	2cs, 0esp	2cs, 0esp
Maxilula		
EC	5cpl	3cpd+1cpl+2cs
EB	5cpl	2ccus+3cpd
Maxila		
EC	8cpl	8cpl+1chto
EB	8cpl	3cpd+5cpl+1cs
Telson		
Furcas	nd	2 filas de esp

*FRANSOZO & HEBLING (1986) **Presente estudo. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus (cerda cuspidada), chto (cerda similar a hamato), est (estetos), esp (espinho), nd (não descrito), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal).

De acordo com CLARK *et al.* 1998, muitos estudos, apesar de recentes, não fornecem descrições detalhadas de algumas características, principalmente envolvendo o padrão de cerdas dos apêndices. Este fato torna-se ainda mais frequente nos trabalhos anteriores, entre os quais pode ser citada a descrição de *A. rubripes*, DÍAZ & EWALD (1968). As diferenças morfológicas de *A. rubripes*, compreendem principalmente a não descrição de duas fileiras de espinhos desiguais no protopodito antenal, uma cerda adicional na antênula e nos enditos coxal da maxilula e maxila, entre outras características, como a presença e tipos de cerdas (Tabela VI). Possivelmente a carência de critérios descritivos na época, tenha contribuído para o estabelecimento de um considerável grau de discordância morfológica entre as descrições.

Tabela VI. Comparação morfológica entre as descrições de *Armases rubripes*.

Apêndices	<i>A. rubripes</i> *	<i>A. rubripes</i> **
Carapaça	cs nd	1+1 par cs
Antênula	3est, 1cerda?	3est, 2cs
Exop. antenal	2 ^{##} , 0esp	2cs, 0esp
Maxilula		
EC	5 esp ser	3cpd+1cpl+2cs
EB	5 esp ser	2ccus+3cpd
Maxila		
EC	8 esp	8cp+1chto
EB	9esp	8cp+1cs
Telson		
Furcas	nd	2 filas de esp

*DÍAZ & EWALD (1968), **Presente estudo, ^{##}tipo de cerda não especificado. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus (cerda cuspidada), chto (cerda similar a hamato), est (esteto), esp (espinho), esp ser (espinho serrilhado), nd (não descrito), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal), ? (não definido).

Descrições larvais de *A. pisonii*, foram realizadas por HARTNOLL (1965), WARNER (1968), FRANSOZO *et al.* (1998) e CUESTA *et al.* (2006). Quando relacionadas com os padrões modernos para descrições larvais, nota-se que as informações fornecidas nos trabalhos de HARTNOLL (1965) e WARNER (1968) podem ser consideradas como limitadas dentro de estudos comparativos (ver CLARK *et al.* 1998).

Embora as descrições de FRANSOZO *et al.* (1998) e CUESTA *et al.* (2006), sejam relativamente recentes, ambas apresentaram discordâncias com as aqui descritas (Tabela VII) as quais, diferentemente dos referidos trabalhos, descreve cerdas paposas no primeiro maxilipede e denticuladas no endopodito do segundo maxilipede, 6 cerdas distinguidas em plumodenticuladas, simples e plumosa no endito coxal da maxilula e 5 + 4 cerdas plumosas no endito coxal da maxila, das quais 1 é similar ao tipo hamato, e talvez por esta razão, CUESTA *et al.* (2006) não a tenha considerado.

CUESTA *et al.* (2006) eventualmente reexaminou as amostras descritas por FRANSOZO *et al.* (1998), e constaram várias diferenças entre ambas as descrições. Estes dados, associados aqueles apresentados neste estudo, configura atualmente segundo CUESTA *et al.* (2006) um plano válido de variabilidade interpopulacional ou até mesmo

interespecífica. Desta forma, a legitimidade do padrão taxonômico entre as populações de *A. pisonii* pode ser questionada, evidenciando a necessidade de estudos que abordem também aspectos filogenéticos para auxiliarem a resolução das discordâncias morfológicas estabelecidas para esta espécie.

Tabela VII. Comparação morfológica entre as descrições de *Aratus pisonii*.

Apêndices	<i>A. pisonii</i> *	<i>A. pisonii</i> **	<i>A. pisonii</i> ***
Carapaça, cs	2+1par cs	2+1par cs	2+1par cs
Antênula	3est, 2cs	4est	3est, 2cs
Exop. antenal	3cs, 0esp	2cs, 2esp	2cs, 2esp
Maxilula			
EC	5cpd	5cpd	3cpd+1cpl+2cs
EB	5cpd	1ccus+4cpd	2ccus+3cpd
Maxila			
EC	8cpd	8cpd	8cpl+1chto
EB	8cpd	9cpd	1cpd+7cpl+1cs
Telson			
Furcas	nd	2esp laterais+2 filas esp	2esp laterais+2 filas esp

*FRANSOZO *et al.* (1998), **CUESTA *et al.* (2006), ***Presente estudo. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus (cerda cuspidada), chto (cerda similar a hamato), est (esteto), esp (espinho), nd (não descrito), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal).

Apesar de não se basearem nos padrões descritivos atuais, DIAZ & COSTLOW (1972) descreveram detalhadamente as características morfológicas de *O. quadrata*. Esta descrição não apresentou diferenças consideráveis em relação ao observado neste estudo, porém algumas informações não foram incluídas por DIAZ & COSTLOW (1972), como a presença de 1 cerda simples posterodorsal na carapaça, 1 cerda adicional simples no endito coxal da maxilula e 2 diminutos espinhos no exopodito antenal (Tabela VIII).

Estas diferenças podem estar relacionadas a princípio com as limitações metodológicas referentes à preparação das larvas para a microscopia ou mesmo as limitações ópticas, possivelmente, encontradas durante a descrição dos apêndices, embora não devam ser descartadas outras prováveis razões tais como as variações populacionais e interespecíficas.

Tabela VIII. Comparação morfológica entre as descrições de *Ocypode quadrata*.

Apêndices	<i>O. quadrata</i> *	<i>O. quadrata</i> *
Carapaça	cs nd	1 par cs
Antênula	2est, 2cs	2est, 2cs
Exop. antenal	2cs, 0esp	2cs, 2esp
Maxilula		
EC	5cser+2pro	4cpd+1cs
EB	5cser	2ccus+3cpd
Maxila		
EC	6cpl	6cpl+1 chto
EB	9cpl	9cpl
Telson		
Furcas	-	-

*DIAZ & COSTLOW (1972), **Presente estudo. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus (cerda cuspidada), chto (cerda similar a hamato), est (estetó), esp (espinho), nd (não descrito), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal), cser (cerda serrilhada), pro (protuberância).

A recente descrição de *U. maracoani*, NEGREIROS-FRANZOZO *et al.* (2009), curiosamente apresenta diversas divergências quando comparada a do presente estudo. As diferenças foram notadas em todos os apêndices, sendo frequentemente relacionadas à supressão e a identificação dos tipos de cerdas. Este fato é evidenciado principalmente na descrição dos enditos basal e coxal da maxílula e maxila, além da carapaça e somitos abdominais (Tabela IX).

Tabela IX. Comparação morfológica entre as descrições de *Uca maracoani*.

Apêndices	<i>U. maracoani</i> *	<i>U. maracoani</i> **
Carapaça	cs nd	1 par cs
Antênula	3est, 1cs	2est, 2cs
Exop. antenal	2cs, 0esp	3cs, 0esp
Maxilula		
EC	3 ^{##} + 2cs	3cpd+1cpl+1cs
EB	3ccus+4cs	2ccus+3cpd
Maxila		
EC	6cs	6cpl+1 chto
EB	7-10cs+2cser	9cpl
Telson		
Furcas	2esp laterais +nd	2esp laterais+2 filas esp

* NEGREIROS-FRANZOZO *et al.* (2009), **Presente estudo, ^{##}tipo de cerda não especificado. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus (cerda cuspidada), cser (cerda serrilhada), chto (cerda similar a hamato), est (estetó), esp (espinho), nd (não descrito), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal).

As inconsistências propiciaram o surgimento de questões sobre a integridade do padrão morfológico desta espécie, estabelecendo a necessidade de realização de futuros estudos que investiguem além de dados morfológicos, as possíveis variações populacionais existentes.

Foram constatadas também várias diferenças em relação à descrição de *U. thayeri* ANGER *et al.* (1990), porém não tão acentuadas como as descritas para *U. maracoani*. As discordâncias envolvem principalmente a terminologia adotada para as cerdas da maxílula e maxila, além do número de cerdas observado na antênula e nos enditos basal e coxal da maxila e endito coxal da maxílula (Tabela X), entre outros dados morfológicos.

Tabela X. Comparação morfológica entre as descrições de *Uca thayeri*

Apêndices	<i>U. thayeri</i> *	<i>U. thayeri</i> **
Carapaça	cs nd	1 par cs
Antênula	2est, 1cs	2est, 2cs
Exop. antenal	3cs, 0esp	2cs, 2esp
Maxilula		
EC	4esp ser	3cpd+1cpl+1cs
EB	4esp pl+1cpl	2ccus+3cpd
Maxila		
EC	6esp pl	6cpl+1chto
EB	8esp pl	9cpl
Telson		
Furcas	-	-

*ANGER *et al.* (1990), **Presente estudo. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus (cerda cuspidada), esp pl (espinho plumoso), esp ser (espinho serrilhado), chto (cerda similar a hamato), est (esteto), esp (espinho), nd (não descrito), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal).

SERBINO (2008), ao descrever o primeiro estágio larval de *U. rapax*, utiliza um padrão morfológico mais detalhado em relação a *U. maracoani*, NEGREIROS-FRANZOZO *et al.* (2009) e *U. thayeri* ANGER *et al.* (1990). No entanto, apresenta algumas distinções em comparação ao presente estudo, especialmente quanto ao número de estetos e cerdas da antênula, tipos de cerdas do endito basal da maxila e endito basal e coxal da maxilula

(Tabela XI), além do tipo de cerdas dispostas no basipodito e endopodito do primeiro e segundo maxilípede.

Tabela XI. Comparação morfológica entre as descrições de *Uca rapax*.

Apêndices	<i>U. rapax</i> *	<i>U. rapax</i> **
Carapaça	cs nd	1 par cs
Antênula	3est, 1cs	2est, 2cs
Exop. antenal	2cs, 1esp	2cs, 0esp
Maxilula		
EC	5cpd	2cpd+2cpl+1cs
EB	2cpd-cus+3cpd	2ccus+3cpd
Maxila		
EC	6cpl	6cpl+1chto
EB	9cpd	9cpl
Telson		
Furcas	nd	1esp lateral

* SERBINO (2008), **Presente estudo. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus (cerda cuspidada), chto (cerda similar a hamato), est (estetó), esp (espinho), nd (não descrito), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal).

Segundo ANGER *et al.* (1990), há uma grande necessidade de mais investigações laboratoriais sobre os estágios larvais de espécies do gênero *Uca* de modo contribuir para o esclarecimento das relações taxonômicas do grupo e permitir a identificação das larvas em estudos ecológicos, pois SERBINO (2008) destaca que muitas espécies deste gênero possuem características únicas, outras extremamente variáveis e outras não possuem características que possam ser utilizadas para distingui-las.

Ao analisar a descrição de *U. cordatus* RODRIGUES & HEBLING (1989), nota-se poucas diferenças em comparação a descrição realizada no presente estudo tais como a ausência de informação sobre a presença de 1 cerda simples na antênula e 1 diminuto espinho lateral em cada furca, as quais possuem também a margem serrilhada (Tabela XII). Apesar de poucas, estas diferenças podem interferir decisivamente na identificação de espécimes coletadas no plâncton, e assim poderá dificultar ou mesmo comprometer os estudos morfológicos comparativos ou mesmo estudos ecológicos com zooplâncton.

Tabela XII. Comparação morfológica entre as descrições de *Ucides cordatus*.

Apêndices	<i>U. cordatus</i> *	<i>U. cordatus</i> **
Carapaça	cs nd	1 par cs
Antênula	2est, 1cs	2est, 2cs
Exop. antenal	2cs, 0esp	2cs, 0esp
Maxilula		
EC	4 ^{##}	4cpd+1cs
EB	5 ^{##}	2ccus+3cpd
Maxila		
EC	6cpl	6cpl+1chto
EB	9cpl	9cpl
Telson		
Furcas	nd	1esp lateral+margem serrilhada

*RODRIGUES & HEBLING (1989), **Presente estudo, ^{##} tipo de cerda não especificado. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus (cerda cuspidada), chto (cerda similar a hamato), est (estet), esp (espinho), nd (não descrito), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal).

Entre todas as descrições verificadas no presente estudo, constatou-se que as informações disponibilizadas para *P. gracilis* BROSSI-GARCIA & RODRIGUES (1993) apresentam o menor grau de detalhamento morfológico, além de acentuadas divergências. A superficialidade das informações pode ser evidenciada ao analisar algumas estruturas, como a carapaça, abdome e a antena. Entretanto, as discordâncias compreendem principalmente o padrão de cerdas, no qual os enditos da maxílula, surpreendentemente, não se assemelham a nenhuma descrição abordada neste trabalho (Tabela XIII).

Tabela XIII. Comparação morfológica entre as descrições de *Pachygrapsus gracilis*.

Apêndices	<i>P. gracilis</i> *	<i>P. gracilis</i> **
Carapaça	cs nd	1 par cs
Antênula	2est, 1cs	2est, 2cs
Exop. antenal	nd	1cs
Maxilula		
EC	5cpl	3cpd+2cpl+1cs
EB	5-6ccus+2-3cs	2ccus+2cpd+1cs
Maxila		
EC	7cpl	8cpl
EB	8cpl	9cpl
Telson		
Furcas	nd	serrilhada

* BROSSI-GARCIA & RODRIGUES (1993), **Presente estudo. cpl (cerda plumosa), cs (cerda simples), cpd (cerda plumodenticulada), ccus (cerda cuspidada), est (estet), nd (não descrito), Exop (exopode), EC (endito coxal), EB (endito basal).

Segundo CLARK *et al.* 1998, o formato das descrições larvais de Brachyura podem variar consideravelmente entre os autores. Porém em alguns casos esta variação é claramente acentuada, o que poderá estabelecer, presumivelmente, um padrão morfológico pouco satisfatório para os estudos comparativos. Portanto, além de mais estudos detalhados sobre a morfologia larval, é necessário também o auxílio de análises moleculares para o esclarecimento de determinadas relações sistemáticas.

De maneira geral o presente estudo forneceu informações adicionais sobre a morfologia larval de braquiúros, as quais poderão auxiliar na identificação de amostras planctônicas de diversas regiões e contribuirá para atualização do banco de dados para as pesquisas comparativas de larvas deste grupo.

5. AGRADECIMENTOS

Agradecemos a Marília Borges, Palma Ádila Kelly Rodrigues, Suellen Oliveira pela ajuda nas coletas e no laboratório. Este estudo foi financiado pela 'Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado do Pará' (FAPESPA).

6. REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

- ANGER, K. 2006 Contributions of larval biology to crustacean research: a review. **Invertebrate Reproduction and Development**, 49(3): 175–205.
- ANGER, K.; D. SCHREIBER & M. MONTÚ. 1995. Abbreviated larval development of *Sesarma curacaoense* (Rathbun, 1897) (Decapoda: Grapsidae) reared in the laboratory. **Nauplius**, 3: 127-154 (published 1997).
- ANGER, K.; M. MONTÚ; C. BAKKER & L. LOUREIRO. 1990. Larval development of *Uca thayeri* Rathbun, 1900 (Decapoda: Ocypodidae) reared in the laboratory. **Meeresforsch**, 32: 276-294.
- ANOSOV, S.E. 2000. Keys to the identification of brachyuran larvae of the Black Sea. **Crustaceana**, 73: 1239–1246.
- BAÉZ, P. 1997. Key to the families of decapod crustacean larvae collected off northern Chile during an El Niño event. **Investigaciones Marinas**, 25: 167–176.
- BROSSI-GARCIA, A. L. & M. D. RODRIGUES. 1993. Zoeal morphology of *Pachygrapsus gracilis* (Saussure, 1858) (Decapoda, Grapsidae) reared in the laboratory. **Invertebrate Reproduction and Development**, 24 (3): 197-204.
- CLARK, P. F. & J. PAULA. 2003. Descriptions of ten xanthoidean (Crustacea: Decapoda: Brachyura) first stage zoeas from inhaca island, Mozambique. **The Raffles Bulletin of Zoology**, 51(2): 323-378.
- CLARK, P. F. 2010. The bearing of larval morphology on Brachyuran Phylogeny, p. 221-241. In: J. W. Martin.; K. A. Crandall. & D. L. Felder. (ed.), **Decapoda Crustacea Phylogenetics**, 567p.
-

- CLARK, P. F.; D. K. CALAZANS & G. W. POHLE. 1998. Accuracy and standardisation of brachyuran larval descriptions. **Invertebrate Reproduction and Development**, 33 (2-3): 127-144.
- CLARK, P.F. & W.R. WEBBER. 1991. A redescription of *Macrocheira kaempferi* (Temminck, 1836) zoeas with a discussion of the classification of the Majoidea Samouelle, 1819 (Crustacea: Brachyura). **Journal of Natural History**, 25: 1259–1279.
- CUESTA, J. A. & K. ANGER. 2001. Larval morphology of the sesarmid crab *Armases angustipes* Dana, 1852 (Decapoda, Brachyura, Grapsoidea). **Journal of Crustacean Biology**, 21(3): 821–838.
- CUESTA, J. A., M. U. GARCIA-GUERRERO; A. RODRIGUEZ & M. E. HENDRICKX. 2006. Larval morphology of the Sesarmid crab, *Aratus pisonii* (H. Milne Edwards, 1837) (Decapoda, Brachyura, Grapsoidea) from laboratory-reared material. **Crustaceana**, 00 (0): 1-22.
- DANA, J. D. 1851a. Conspectus Crustaceorum quae in Orbis Terrarum circumnavigatione, Carolo Wilkes e Classe Reipublicae Foederatae Duce, lexit et descripsit J. D. Dana-Pars VI. **American Journal of Science and Arts**, ser. 2, 11(32): 268-274.
- DESBONNE, I. 1867. In: *Desbonne and A. Schramm, Crustacés de la Guadeloupe d'après un manuscrit du Docteur Isis Desbonne comparé avec les échantillons de Crustacés de sa collection et les dernières publications de M.M.H. de Saussure et W. Stimpson*. I Partie. **Brachyures**. [Edited, with a preface, by A. Schramm]. 60p.
- DIAZ, H. & J. D. COSTLOW. 1972. Larval development of *Ocypode quadrata* (Brachyura: Crustacea) under laboratory conditions. **Marine Biology**, 15: 120-131.
- DÍAZ, H. & J. J. EWALD. 1968. A comparison of the larval development of *Metasesarma rubripes* (Rathbun) and *Sesarma ricordi* H. Milne Edwards (Brachyura, Grapsidae) reared under similar laboratory conditions. **Crustaceana Supplement**, 2: 225–248.
-

- DOS SANTOS, A. & J. I. GONZÁLEZ-GORDILLO. 2004. Illustrated key for the identification of the Pleocyemata (Crustacea: Decapoda) zoeal stages, from the coastal region of southwestern Europe. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, 84: 205–227.
- FABRICIUS, J. C. 1787. *Mantissa Insectorum sistens eorum species nuper detectas adiectis Characteribus genericis, Differentiis specificis, Emendationibus, Observationibus*. I: 1-348.
- FACTOR, J. R. 1978. Morphology of the mouthparts of larval lobsters, *Homarus americanus* (Decapoda: Nephropidae), with special emphasis on their setae. **Biological Bulletin**, 154: 383–408.
- FELDER, D. L.; & J. W. MARTIN. 2003. Establishment of a new genus for *Panopeus bermudensis* Benedict & Rathbun, 1891 and several other xanthoid crabs from the Atlantic and Pacific oceans (Crustacea: Decapoda: Xanthoidea). **Proceedings of the Biological Society of Washington**, 116: 438-452.
- FLORES, A. A. V.; J. PAULA & T. DRAY. 2003. First zoeal stages of grapsoid crabs (Crustacea: Brachyura) from the East African coast. **Zoological Journal of the Linnean Society**, 137: 355–383.
- FRANSOZO, A. & N. J. HEBLING. 1986. Desenvolvimento larval de *Sesarma* (Holometopus) *rectum* Randall, 1840 (Decapoda, Grapsidae), em laboratório. **Revista Brasileira de Biologia**, 46(2): 353-364.
- FRANSOZO, A.; J. A. CUESTA & M. L. NEGREIROS-FRANSOZO. 1998. The first zoeal stage of two species of Grapsidae (Decapoda, Brachyura) and a key to such larvae from the Brazilian coast. **Crustaceana**, 71: 331-343.
- GARM, A. 2004. Mechanical functions of setae from the mouth apparatus of seven species of Decapod Crustaceans. **Journal Morphology**, 260: 85-100.
-

- GONZALES, V. A.; G. G. CASTAÑEDA & B. TSUKIMURA. 2009. A key to the Brachyuran megalopae of native and invasive species inhabiting the San Francisco bay estuary. **Proceedings of the California Academy of Science**, 60 (17): 611-621.
- GONZÁLEZ-GORDILLO, J. I.; A. DOS SANTOS & A. RODRÍGUEZ. 2000. Complete larval development of *Philocheras monacanthus* from laboratory culture, with a key to the zoeae of the European species of the genus (Decapoda: Caridea: Crangonidae). **Journal of Crustacean Biology**, 20 (1): 75–88.
- HART, J. F. L. 1971. Key to planktonic larvae of families of decapods Crustacea of British Columbia. **Syesis**, 4: 227-234.
- HARTNOLL, R. G. 1965. Notes on the marine grapsid crabs of Jamaica. **Proceedings of the Linnean Society of London**, 176: 113-147.
- HORN, A. C. M. & L. BUCKUP. 2004. Morfologia setal de *Parastacus brasiliensis* (von Martens) (Crustacea, Decapoda, Parastacidae). **Revista Brasileira de Zoologia**, 21: 765-768.
- HWANG S. G.; C. LEE & C. H. KIM. 1993. Complete larval development of *Hemigrapsus sanguineus* (Decapoda, Brachyura, Grapsidae) reared in laboratory. **Korean Journal of Systematic Zoology**, 9: 69–86.
- HWANG, S. G. & C. H. KIM. 1995. Zoeal stages and megalopa of *Hemigrapsus penicillatus* (De Haan, 1835) (Decapoda, Brachyura, Grapsidae) reared in the laboratory. **Korean Journal of Systematic Zoology**, 11: 389–409.
- INGLE, R. W. 1985. Larval development of the mud crab *Panopeus occidentalis* de Saussure, from Bermuda (Crustacea: Xanthoidea: Panopeidae). **Bulletin of the British Museum of Natural History (Zoology)**, 48: 233–248.
-

- KO, H. S. & H. J. YANG. 2003. Zoeal development of *Heteropilumnus ciliatus* (Decapoda: Pilumnidae), with a key to the known pilumnid zoeas in Korea and adjacent waters. **Journal of Crustacean Biology**, 23 (2): 341–351.
- KORN, O. M. & E. S. KORNIENKO. 2010. Illustrated key for the identification of brachyuran megalopae (Crustacea: Decapoda) in the plankton of Peter the Great Bay (Sea of Japan). **Invertebrate Reproduction and Development**, 54 (3): 111 – 119.
- KORNIENKO, E. S. & O. M. KORN. 2009. Illustrated key for the identification of brachyuran zoeal stages (Crustacea: Decapoda) in the plankton of the Peter Great Bay (Sea of Japan). **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, 89(2): 379–386.
- KURATA, H.; R. W. HEARD & J. W. MARTIN. 1981. Larval development under laboratory conditions of the Xanthid mud crab *Eurytium limosum* (say, 1818) (Brachyura: Xanthidae) from Georgia. **Gulf Research Reports**, 7 (1): 19-25.
- LEE, S. H. & H. S. KO. 2008. First zoeal stages of six species of *Hemigrapsus* (Decapoda: Brachyura: Grapsidae) from the northern Pacific including an identification key. **Journal of Crustacean Biology**, 28 (4): 675–685.
- LINNAEUS, C. 1763. Centuria Insectorum, quam, praeside D. D. Car. Von Linné, proposuit Boas, Calmariensis. In: C. Linnaeus, *Amoenitates Academicae; seu dissertationes variae, physicae, medicae, botanicae, Antehac seorsim editae, nunc collectae & auctae*, 6: 384-415.
- MACLEAY, W. S. 1838. *On the Brachyurous Decapod Crustacea. Brought from the Cape by Dr. Smith. In Smith, A., Illustrations of the Zoology of South Africa; Consisting chiefly of figures and descriptions of the objects of natural history collected during an expedition into the interior of South Africa, in the years 1834, 1835, and 1836; fitted out by 'The Cape of Good Hope Association for Exploring Central Africa': together with a*
-

summary of African Zoology, and an inquiry into the geographical ranges of species in that quarter of the globe, published under the Authority of the Lords Commissioners of Her Majesty's Treasury, Invertebratae. IV [1849]. pp. 53-71, pls. 2, 3.

MARQUES, F. & G. POHLE. 1998. The use of structural reduction in phylogenetic reconstruction of decapods and a phylogenetic hypothesis for 15 genera of Majidae: testing previous larval hypotheses and assumptions. **Invertebrate Reproduction and Development**, 22 (2-3): 241–262.

MARQUES, F.P.L. & G. POHLE. 2003. Searching for larval support for majoid families (Crustacea: Brachyura) with particular reference to Inachoididae Dana, 1851. **Invertebrate Reproduction and Development**, 43 (1): 71–82.

MARTIN, J. W. 1984. Notes and bibliography on the larvae of Xanthid crabs, with a key to the known Xanthid zoeas of the western Atlantic and Gulf of Mexico. **Bulletin of Marine Science**, 34 (2): 220-239.

MELO, A. G. 1996. **Manual de identificação dos Brachyura (caranguejos e siris) do litoral brasileiro**. 1^oed. São Paulo: editora Plêiade. 453 p.

MILNE EDWARDS, H. 1836-1844. Les Crustacés. In: *G. Cuvier, Le Règne Animal distribué d'après son organisation, pour servir de base à l'histoire naturelle des animaux et d'introduction à l'anatomie comparée*. 17: 1-278, pls, Atlas. 1-80.

MONTÚ, M.; K. ANGER; C. BAKKER; V. ANGER & L. LOUREIRO FERNANDES. 1988. Larval development of the Brazilian mud crab *Panopeus austrobesus* Williams, 1983 (Decapoda: Xanthidae) reared in the laboratory. **Journal of Crustacean Biology**, 8: 594–613.

NEGREIROS-FRANZOZO, M. L. 1986. Desenvolvimento pós-embrionário de *Panopeus americanus* Saussure, 1857 (Decapoda, Xanthidae) em laboratório. **Revista Brasileira de Biologia**, 46: 173–188.

- NEGREIROS-FRANSOZO, M. L.; G. L. HIROSE; A. FRANSOZO & E. A. BOLLA JR. 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.
- PARK, Y. S. & H. S. KO. 2001. Complete larval development of *Hemigrapsus longitarsis* (Miers, 1879) (Crustacea, Decapoda, Grapsidae), with a key to the known grapsid zoeas of Korea. **Korean Journal of Biological Sciences**, 6: 107–123.
- PAULA, J. 1996. A key and bibliography for the identification of zoeal stages of brachyuran crabs (Crustacea, Decapoda, Brachyura) from the Atlantic coast of Europe. **Journal of Plankton Research**, 18 (1): 17–27.
- PESSANI, D.; R. BURRI & L. SALTON. 1998. A key for the identification of the known larval stages of the Mediterranean Brachyura. **Invertebrate Reproduction and Development**, 33: 191–199.
- POHLE, G. & F. MARQUES. 2000. Larval stages of *Paradasygius depressus* (Bell, 1835) (Crustacea: Decapoda: Brachyura: Majidae) and a phylogenetic analysis for 21 genera of Majidae. **Proceedings of the Biological Society of Washington**. 113, 739–760.
- POHLE, G. & M. TELFORD. 1981. Morphology and classification of decapod crustacean larval setae: a scanning electron microscope study of *Dissodactylus crinitichelis* Moreira, 1901 (Brachyura: Pinnotheridae). **Bulletin of Marine Science**, 31: 736-752.
- QUEIROGA, H.; J. D. COSTLOW & M. H. MOREIRA. 1994. Larval abundance patterns of *Carcinus maenas* (Decapoda, Brachyura) in Canal de Mira (Ria de Aveiro, Portugal). **Marine Ecology Progress Series**, 111: 63–72.
- RANDALL, J. W. (1839)1840. Catalogue of the crustacea brought by Thomas Nutfal and J.K. Townsend from the west coast of North America and the Sandwich Islands, with descriptions of such species as are apparently new, among which are included several
-

species of different localities, previously existing in the collection of the Academy.

Journal of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia, 8: 106-147.

RATHBUN, M. J. 1897. A revision of the nomenclature of the Brachyura. **Proceedings of the Biological Society of Washington**, 11: 153-167.

RATHBUN, M. J. 1900. Results of the Branner-Agassiz Expedition to Brazil. I. The decapods and Stomatopod Crustacea. **Proceedings of the Washington Academy of Science**, 2: 133-156.

RICE, A. & B. TSUKIMURA. 2007. A key to the identification of brachyuran zoeae of the San Francisco Bay estuary. **Journal of Crustacean Biology**, 27: 74–79.

RICE, A. L. 1980. Crab zoeal morphology and its bearing on the classification of the Brachyura. **Transactions of the Zoological Society of London**, 35: 271-424.

RICE, A. L. 1983. Zoeal evidence for brachyuran phylogeny, p. 313-339. In: F. R. SCHRAM (ed.), Crustacean Issues1. **Crustacean Phylogeny**. A. A. Balkema, Rotterdam, 372p.

RIEGER, P. J. 1998. Desenvolvimento larval de *Uca (Minuca) burguese* Houthuis (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae), em laboratório. **Revista Brasileira de Zoologia**, 15: 727 – 756.

RIEGER, P. J. & A. L. F. SANTOS. 2001. Desenvolvimento larval de *Chasmagnathus granulata* Dana (Crustacea, Decapoda, Grapsidae), em laboratório. I. Estudo da morfologia de cerdas nas fases de zoea e megalopa e das variações dos padrões corporais da fase de megalopa. **Revista Brasileira de Zoologia**, 18: 1281-1317.

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

RODRIGUEZ, G. 1980. Los decapodos de Venezuela. Instituto **Venezolano de Invetigaciones Cientificas**, Caracas, IVIC: 374 p.

- SANTANA, W.; F. MARQUES & G. POHLE. 2004b. Larval stages of *Stenocionops furcatus* (Olivier, 1791) (Decapoda: Brachyura: Majoidea). **Journal of Plankton Research**, 26: 859–874.
- SANTANA, W.; G. POHLE & F. MARQUES. 2004a. Larval development of *Apiomithrax violaceus* (A. Milne Edwards, 1868) (Decapoda: Brachyura: Majoidea: Pisidae) reared in laboratory conditions, and a review of larval characters of Pisidae. **Journal of Natural History**, 38: 1773–1797.
- SANTANA, W.; POHLE, G. & F. MARQUES. 2003. Zoeal stages and megalopa of *Mithrax hispidus* (Herbst, 1790) (Decapoda: Brachyura: Majoidea: Mithracidae): a reappraisal of larval characters from laboratory cultured material and a review of larvae of the *Mithrax–Mithraculus* species complex. **Invertebrate Reproduction and Development**, 44: 17–32.
- SAUSSURE, H. 1857. Diagnoses de quelques Crustacés nouveaux de l’Amerique tropicale. **Revue et Magasin de Zoologie Pure et Appliquée**, ser. 2, 9: 501-505.
- SAUSSURE, H. 1858. Mémoire sur divers Crustacés nouveaux du Mexique et des Antilles. **Mémoires Societe Physique et d’Histoire Naturelle de Genève**, 14(2): 417-496, 6 pls.
- SAY, T. 1818. An account of Crustacea of the United States. **Journal of the Academy of Natural Sciences of Philadelphia**, 2: 235-253; 313-319; 374-401; 423-444; 445-458.
- SCHUBART, C. D. & J. A. CUESTA. 1998. First zoeal stages of four *Sesarma* species from Panama, with identification keys and remarks on the American Sesarminae (Crustacea: Brachyura: Grapsidae). **Journal of Plankton Research**, 20: 61-84.
- SCHUBART, C. D. ; J. E. NEIGEL & D. L. FELDER. 2000. A molecular phylogeny of mud crabs (Brachyura: Panopeidae) from the northwestern Atlantic and the role of morphological stasis and convergence. **Marine Biology**, 137:1167–1174.
-

- SERBINO, N. M. B. 2008. Descrição do primeiro estágio larval de *Uca rapax* (Smith, 1870) (Brachyura: Ocypodidae). **Revista intertexto**, 1: 6-15. Disponível na World Wide Web em:<http://www.revistaintertexto.com.br/adm/arquivos/EDIÇÃO%201%202008%20INTER%20TEXTTO...> [28 de Junho de 2011].
- SMITH, S. I. 1870. Notes on American Crustacea, n° 1, Ocypodoidea. **Transactions of the Connecticut Academy of Sciences**, 2 (3): 113-176.
- STEVČIĆ, Z. 2005. The reclassification of Brachyuran Crabs (Crustacea: Decapoda: Brachyura). **Fauna Croatica**, 14 (1): 1-159.
- VIEIRA, R. R. R. & D. K. CALAZANS. 2010. Chave ilustrada para identificação das zoés de Brachyurado estuário da Lagoa dos Patos (RS) e região costeira adjacente. **Biota Neotropica**, 10: 431-437.
- WARNER, G. F. 1968. The larval development of the mangrove tree crab *Aratus pisonii* (H. Milne-Edwards, 1837) reared in the laboratory (Brachyura, Grapsidae). **Crustaceana**, (Suppl.) 2: 249-258.
-

CONCLUSÕES GERAIS

- Este estudo contribuiu para ampliar os conhecimentos sobre o ciclo de vida de mais uma espécie de caranguejo Brachyura, com a realização do completo desenvolvimento larval de *Panopeus lacustris* em laboratório.
- Esta pesquisa ampliou também os conhecimentos a respeito da morfologia larval do gênero *Panopeus*, fornecendo a descrição de quatro estágios de zoeas e um de megalopa de *Panopeus lacustris*, os quais eram, até então, completamente desconhecidos.
- Neste estudo, constatou-se que a maioria das descrições do primeiro estágio zoea apresenta claramente características morfológicas distinguíveis entre elas.
- Em todas as redescrições foram registradas discordâncias no número e identificação das cerdas, estetos e espinhos em relação aos trabalhos previamente realizados, as quais podem ser utilizadas, considerando-se algumas limitações, quando do estudo taxonômico de organismos planctônicos coletados em campo. A elaboração da chave dicotômica incluindo as espécies descritas no presente trabalho contribuirá sobremaneira para identificação do primeiro estágio larval zoea em amostras desta natureza.
- As discordâncias obtidas sugerem variações no padrão morfológico das larvas decorrentes de prováveis variações populacionais, variações interespecíficas ou mesmo associadas a outros aspectos metodológicos adotadas pelos diferentes autores.