



**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA**  
**INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS**



EDUARDO DEGANI

**MORFOLOGIA DO PRIMEIRO ESTÁGIO JUVENIL DE QUATRO  
ESPÉCIES DE CARANGUEJOS LEUCOSIOIDEA (CRUSTACEA:  
DECAPODA: BRACHYURA), COM PROPOSTA DE  
PADRONIZAÇÃO PARA AS DESCRIÇÕES DOS ESTÁGIOS  
INICIAIS EM DECAPODA.**

DISSERTAÇÃO DE MESTRADO

Botucatu  
2014

**UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA  
INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS**

**MORFOLOGIA DO PRIMEIRO ESTÁGIO JUVENIL DE  
QUATRO ESPÉCIES DE CARANGUEJOS LEUCOSIOIDEA  
(CRUSTACEA: DECAPODA: BRACHYURA), COM  
PROPOSTA DE PADRONIZAÇÃO PARA AS DESCRIÇÕES  
DOS ESTÁGIOS INICIAIS EM DECAPODA.**

Eduardo Degani

Orientadora: Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Maria Lucia Negreiros Fransozo

Botucatu  
2014

**EDUARDO DEGANI**

**MORFOLOGIA DO PRIMEIRO ESTÁGIO JUVENIL DE  
QUATRO ESPÉCIES DE CARANGUEJOS LEUCOSIOIDEA  
(CRUSTACEA: DECAPODA: BRACHYURA), COM  
PROPOSTA DE PADRONIZAÇÃO PARA AS DESCRIÇÕES  
DOS ESTÁGIOS INICIAIS EM DECAPODA.**

Dissertação apresentada ao Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho” – UNESP – Campus Botucatu, como parte dos requisitos para obtenção de título de Mestre em Ciências, curso de pós-graduação em Ciências Biológicas, Área de Concentração: Zoologia, sob orientação da Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Maria Lucia Negreiros Fransozo

Botucatu  
2014





NEBECC

Núcleo de Estudos em Biologia,  
Ecologia e Cultivo de Crustáceos

"Velocidade é irrelevante se você está indo na direção errada."

Mahatma Gandhi

" O homem não tece a teia da vida - ele é apenas um fio dela.

O que fizer à teia, fará a si mesmo." - Cacique Seattle

Dedicado à minha família

## Agradecimentos

À professora Dr<sup>a</sup> Maria Lucia Negreiros Fransozo pela orientação, dedicação, competência e pela confiança depositada no meu trabalho.

Ao professor Dr. Adilson Fransozo pelos ensinamentos e ajuda com material de estudos.

Às agências financiadoras, essenciais para a realização do trabalho: CAPES pela bolsa de estudo concedida e FAPESP (#04/15194-6) por ter financiado o projeto de pesquisa intitulado “Morfologia dos estágios iniciais do desenvolvimento de crustáceos decápodos Pleocyemata, do litoral norte paulista”, enriquecendo a coleção científica do NEBECC e fornecendo material para este trabalho.

Ao Departamento de Zoologia do Instituto de Biociências, UNESP (campus de Botucatu) pelo eficiente trabalho que facilita a vida dos pesquisadores e aos funcionários Juliana Ramos e Flávio da Silva.

Ao curso de pós-graduação em Ciências Biológicas (Área de Concentração Zoologia), deste Instituto, pelas concessões e aos funcionários Davi Muller e Luciene J. Tobias.

Ao professor Dr. Rafael Augusto Gregati pela co-orientação, ajuda no laboratório, ensinamentos e constantes incentivos.

Ao companheiro Eduardo Bolla Jr, por sanar muitas das inúmeras dúvidas acadêmicas que surgiram ao longo do caminho.

Ao companheiros Thiago Piassa pela ajuda inicial com os equipamentos de laboratório.

Aos animais coletados que possibilitaram a realização deste trabalho.



## SUMÁRIO

<b>APRESENTAÇÃO</b> .....	ERROR! BOOKMARK NOT DEFINED.
<b>CAPÍTULO 1 MORFOLOGIA DO PRIMEIRO ESTÁGIO JUVENIL DE QUATRO ESPÉCIES DE CARANGUEJOS LEUCOSIOIDEA (CRUSTACEA: DECAPODA: BRACHYURA) DO LITORAL BRASILEIRO</b> .....	
	<b>188</b>
1.1 RESUMO .....	18
1.2 INTRODUÇÃO.....	21
1.3 MATERIAIS E MÉTODOS .....	23
1.4 RESULTADOS .....	25
1.4.1 Morfologia do primeiro estágio da fase juvenil de <i>Persephona mediterranea</i> .....	32
1.4.2 Morfologia do primeiro estágio da fase juvenil de <i>Persephona liechtensteinii</i> .....	34
1.4.3 Morfologia do primeiro estágio da fase juvenil de <i>Persephona punctata</i> .....	36
1.4.4 Morfologia do primeiro estágio da fase juvenil de <i>Ebalia stimpsonii</i> .....	38
1.5 DISCUSSÃO.....	39
1.6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	49
<b>CAPÍTULO 2 PROPOSTA DE PADRONIZAÇÃO PARA DESCRIÇÕES DOS ESTÁGIOS INICIAIS DO CICLO DE VIDA EM DECAPODA, CRUSTACEA</b> .....	
	<b>53</b>
2.1 RESUMO .....	54
2.2 INTRODUÇÃO.....	55
2.3 PRINCIPAIS NOMENCLATURAS PARA AS FORMAS PÓS-EMBRIONÁRIAS EM DECAPODA.....	57
2.4 IDENTIFICAÇÃO DE LARVAS ILUSTRADAS .....	63
2.5 TERMINOLOGIA DE CRESCIMENTOS CUTICULARES EXTERNOS .....	65
2.6 TIPOS COMUNS DE CERDA.....	66
2.7 PADRONIZAÇÃO DE DESCRIÇÕES .....	72
2.7.1 Técnica Descritiva .....	72
2.7.2 Montagem de tabelas.....	74
2.7.3 Ilustrações .....	75
2.8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	78

## APRESENTAÇÃO

O subfilo Crustacea é o táxon vivente que apresenta a maior diversidade morfológica do reino animal, cujo tamanho, habitats ocupados e especializações alimentares são muito variados. Constituem mais de 52.000 espécies, só ficando atrás de insetos, moluscos e quelicerados (Martin & Davis 2001).

Entre os crustáceos, a ordem Decapoda é representada por formas bem conhecidas (camarões, caranguejos, siris, ermitões, lagostas e lagostins), que possuem adaptações diversas e modos de vida bastante variados. Estes crustáceos habitam, principalmente, ambientes marinhos, desde grandes profundidades como fossas abissais até a zona supralitoral e, também, estão presentes em ambientes dulcícolas e terrestres (Bowman & Abele 1982; Martin & Davis 2001). No ciclo de vida da maioria dos decápodos marinhos há, no mínimo, uma fase larval. A partir do momento em que um organismo nasce de um ovo liberado pela fêmea, ocorre uma sequência de mudanças metamórficas de natureza ontogenética até este indivíduo alcançar um aspecto semelhante ao adulto (Ventura 2002).

A evolução dos Decapoda inclui uma importante inovação, única entre os Malacostraca, que é o aparecimento da incubação pleopodial. A larva nauplius, comum a todos os crustáceos, ocorre nesse caso dentro de um ovo provido com uma maior quantidade de vitelo e protegido pelos pleópodos da fêmea. As larvas eclodem tipicamente na fase de zoea, resultando em grande sobrevivência da prole. Este tipo de desenvolvimento caracteriza a Subordem Pleocyemata, a qual é representada pelas Infraordens Stenopodidea, Caridea, Astacidea, Glypheidea, Axiidea, Gebiidea, Achelata, Polychelida, Anomura e Brachyura (De Grave *et al.* 2009).

Os crustáceos compoem 50% ou mais da biomassa do zooplankton marinho (Friedrich 1969). A maior parte dos decápodos passa uma parte do seu ciclo de vida como integrantes da comunidade planctônica (Pohle *et al.* 1999). O zooplankton constitui uma ligação essencial na cadeia alimentar marinha, entre os produtores primários e outros consumidores de diferentes níveis tróficos (Wickstead 1976). Durante esta fase de seus ciclos de vida, a morfologia e comportamento das larvas são pouco semelhantes aos dos juvenis e formas adultas e um observador inexperiente teria dificuldades em

reconhecer cada estágio de desenvolvimento. De fato, naturalistas do passado acreditavam que tais larvas representavam animais adultos de diferentes espécies.

A maioria das espécies de crustáceos conhecidas atualmente troca o ambiente pelágico por uma vida bentônica, em uma drástica mudança do último estágio larval para a fase juvenil que depois atingirá a vida adulta. Antes mesmo dessa mudança, durante o desenvolvimento larval, diferentes fases experimentam formas de vida distintas, umas dependentes dos apêndices cefálicos para natação e captura de alimentos e outras, com morfologia e hábitos similares aos dos adultos (Anger 2001).

Considerada a mais numerosa e diversificada ordem entre os crustáceos, Decapoda é composta por 14.756 espécies descritas (De Grave *et al.* 2009). Com tantas formas diferentes, a tarefa de classificá-las se torna trabalhosa. Por isto, é importante a contribuição de estudos sobre morfologia que, historicamente, se baseavam muito mais nos adultos. Porém as características fenotípicas destes são o produto final da interação entre genótipo e meio ambiente. Consequentemente, a convergência é bastante comum entre adultos deste táxon. Os taxonomistas modernos, quando estudam as relações filogenéticas de um determinado grupo, buscam preferencialmente caracteres isentos das influências dessa convergência ou radiação adaptativa. Por esse motivo, a morfologia dos estágios iniciais de desenvolvimento é mais apropriada do que a dos adultos, para fins comparativos (Rieger 1997).

Dessa forma, o estudo da morfologia larval se torna primordial para estudos evolutivos e filogenéticos.

Outro fator essencial é o auxílio à identificação das espécies e suas rotas de migração. Estudos ecológicos também dependem de uma identificação confiável não só dos adultos, mas das larvas e juvenis de uma determinada espécie (Negreiros-Fransozo 2002). Os próprios estudos morfológicos, também, dependem da identificação correta. Após a descrição do adulto e sua publicação como uma nova espécie, formas larvais e juvenis encontradas são criadas em laboratório para que, ao alcançarem a idade adulta, confirmem que precedem uma determinada espécie anteriormente descrita.

As descrições morfológicas são parte de um ramo de estudos biológicos muito antigo, registrado desde a publicação das gravuras de Albertus Seba (1734–1765), como uma maneira de documentar a biodiversidade. A primeira descrição de uma larva de crustáceo decápode data de 1767, quando Linnaeus descreveu *Cancer germanus*, pensando se tratar de um indivíduo adulto. Pouco tempo depois, em 1778, foi a vez de

Slabber, que descreveu *Monoculus taurus* baseando-se em larvas. Outras espécies foram descritas a partir de larvas, incluindo *Zoea pelagica* Bosc 1802, *Zoea clavata* Bosc 1802 e *Megalopa armata* Leach 1813, cujos gêneros tornaram-se as denominações atualmente mais usadas para as fases larvais de Brachyura (Williamson 1915; Gurney 1942; Williamson 1982; Pohle *et al.* 1999).

As técnicas de criação e descrição passaram por uma grande melhoria com o tempo. Muitos trabalhos antigos foram feitos com muitas limitações metodológicas e por isso hoje são considerados incompletos ou com pouca relevância com relação às comparações feitas com trabalhos contemporâneos. Hoje a microscopia moderna e as ferramentas gráficas dos computadores agilizaram o processo e permitiram uma melhora considerável da qualidade dos desenhos e descrições.

Muitas pessoas tem curiosidade do porquê as descrições são feitas por meio de desenhos ao invés de fotografias, principalmente, com a facilidade promovida pela era digital. A argumentação mais usada por estudiosos sobre morfologia é a de que os desenhos são muito mais didáticos do que a fotografia, neste caso, e possibilita uma visualização mais clara dos inúmeros detalhes de seres tão diminutos.

**CAPÍTULO 1 MORFOLOGIA DO PRIMEIRO ESTÁGIO JUVENIL DE  
QUATRO ESPÉCIES DE CARANGUEJOS LEUCOSIOIDEA (CRUSTACEA:  
DECAPODA: BRACHYURA) DO LITORAL BRASILEIRO**

## 1.1 RESUMO

Morfologia dos estágios iniciais do ciclo de vida dos crustáceos são muito importantes para o estabelecimento de suas relações ecológicas, taxonômicas e filogenéticas. Este estudo descreve a morfologia do primeiro estágio juvenil de *Persephona liechtensteinii*, *P. mediterranea*, *P. punctata* e *Ebalia stimpsoni*. Larvas na fase de megalopa foram obtidas do neuston de Ubatuba (SP) e criadas isoladamente, em laboratório, até o tamanho que permite a correta identificação das espécies. Posteriormente, exúvias do primeiro estágio juvenil foram dissecadas sob estereomicroscópio e foram feitos desenhos e medidas sob um microscópio óptico provido de câmara clara. As diferenças morfológicas registradas foram: cerdas plumosas marginais no telso de *P. liechtensteinii* com cerdas simples na superfície; ausência de cerdas na base da antena em *P. punctata*; uma cerda simples no protopodito da maxílula em *E. stimpsoni*; uma cerda plumosa no endopodito da maxila em *P. mediterranea*; uma cerda simples no endito coxal da maxila em *P. punctata*; 2 cerdas simples no epipodito do 3º maxilípede em *P. liechtensteinii*; diferentes tipos de cerdas no exopodito do 3º maxilípede: 8 cerdas do tipo espátula em *P. mediterranea*, 9-10 plumodenticuladas em *P. punctata*, 23-25 simples na superfície e 28-29 plumosas marginais longas em *P. liechtensteinii*, e 7 simples curtas (espiniforme) em *E. stimpsoni*. As características compartilhadas entre essas espécies foram: carapaça arredondada com pequenos grânulos espalhados e, exceto em *E. stimpsoni*, 3 espinhos granulosos na margem posterior.

**Palavras-chave:** descrição, desenvolvimento pós-larval, Ebalinae, Leucosiidae, Crustacea

## ABSTRACT

Morphology of the initial stages of crustacean life cycle is very important to the establishment of their ecological, taxonomical and phylogenetic relationships. This study describes the morphology of the first juvenile stage of *Persephona liechtensteinii*, *P. mediterranea*, *P. punctata* and *Ebalia stimpsoni*. Larvae on the megalopa stage were obtained from the neuston of Ubatuba, SP, and reared individually in laboratory until they reached a size that allowed the correct identification of their species. Afterwards, exuvia from the first juvenile were dissected under stereomicroscope and drawings and measurements, under optical microscope, equipped with camera lucida. Some of the morphological differences observed were: marginal plumose setae on the telson of *P. liechtensteinii* with simple setae on the surface; absence of setae on the base of the antenna in *P. punctata*; a simple seta on the protopod of the maxillule of *E. stimpsoni*; a plumose seta on the endopod of the maxilla in *P. mediterranea*; a simple seta on the coxal endite of the maxilla in *P. punctata*; 2 simple seta on the epipod of the 3rd maxilliped in *P. liechtensteinii*; different types of setae on the exopod of the 3rd maxilliped: 8 spatulate in *P. mediterranea*, 9-10 plumodenticulate in *P. punctata*, 23-25 simple on the surface and 28-29 marginal long plumose in *P. liechtensteinii*, and 7 small simple in *E. stimpsoni*. The shared characters between these species were: a rounded carapace with small granules equally sparse and, with the exception of *E. stimpsoni*, 3 granulous spines on the posterior margin.

**Key-words:** description, post-larval development, Ebalinae, Leucosiidae, Crustacea

## 1.2 INTRODUÇÃO

A Infraordem Brachyura compreende um conjunto de 38 superfamílias, 126 famílias e 6835 espécies descritas no mundo todo (Ng *et al.* 2008, De Grave *et al.* 2009). No Brasil, foram registradas mais de 300 espécies, distribuídas em 161 gêneros, pertencentes a 23 famílias (Melo 1996). Entre os Brachyura, a fase de zoea pode ser ausente ou constituída por um número variável de estágios (entre dois e oito), dependendo do grupo ou espécie considerada. A fase seguinte é a chamada megalopa, caracterizada por um único estágio, após o qual os braquiúros iniciam a fase juvenil (Rieger 1997).

Os caranguejos da superfamília Leucosioidea Samouelle, 1819 vivem no sublitoral marinho e habitam, principalmente, o infralitoral não consolidado, desde regiões costeiras até, aproximadamente 400 metros de profundidade (Melo, 1996).

Esta superfamília compreende duas famílias: Iphiculidae Alcock, 1896 com apenas 1 subfamília (Iphiculoida) e Leucosiidae Samouelle 1819 com 3 subfamílias (Cryptocneminae, Ebaliinae e Leucosiinae). Destas, somente a subfamília Ebaliinae se distribui por todo Atlântico e, conseqüentemente, tem ocorrência na costa brasileira (Ng *et al.*, 2008). Entre os Leucosiidae encontrados no Brasil, o gênero *Persephona* é o mais representativo, com até o momento 4 espécies registradas: *Persephona crinita* Rathbun, 1931; *P. lichtensteinii* Leach, 1817; *P. mediterranea* (Herbst, 1794) e *P. punctata* (Linnaeus, 1758).

Estudos feitos com caranguejos leucosídeos na costa brasileira enfocam principalmente a biogeografia de adultos (Coelho & Torres, 1980; Coelho & Ramos-Porto, 1986; Melo *et al.*, 1989; e Melo, 1996, Bertini *et al.*, 2001) e descrições de novas espécies (Melo & Torres, 1988a,b). Também foram investigadas a composição e distribuição de Brachyura, com informações sobre o gênero *Persephona* Leach, 1817 (Fransozo *et al.*, 1992; Negreiros-Fransozo *et al.*, 1992; Hebling *et al.*, 1994 e Mantelatto & Fransozo, 2000; Bertini & Fransozo, 2004; Bertini *et al.*, 2004; Braga *et al.*, 2005). Em relação às larvas de Leucosiidae provenientes do litoral brasileiro, apenas a descrição do desenvolvimento larval de *P. mediterranea* (Negreiros-Fransozo *et al.*, 1989 e Hirose *et al.* 2012), *P. lichtensteinii* and *P. punctata* (Hirose *et al.* 2012) e o primeiro estágio larval de *Ebalia rotundata* (descrito como *Lithadia rotundata* A. Milne Edwards, 1880) (Fransozo & Bertini, 2002) foram realizados até o momento.

Em outros lugares do mundo, muitos caranguejos leucosídeos tiveram seus estágios larvais descritos: três espécies de *Arcania* Leach, 1817, *A. septemspinosa* (Fabricius, 1793), por Sankolli (1961), *A. undecimspinosa* De Haan, 1841, por Terada (1979, 1984) e Quintana (1984, 1986a, 1986b), e *A. undecimspinosa elongata* Yokoya, 1933, por Terada (1984); seis espécies de *Ebalia* Leach, 1817, *E. cranchii* Leach, 1817, por Lebour (1928a, 1928b), *E. nux* A. Milne Edwards, 1883, por Rice (1980), *E. tuberosa* (Pennant, 1777), por Lebour (1928a) e Salman (1982), *E. tumefacta* (Montagu, 1808), por Salman (1982); uma espécie cada de *Ilia* Leach, 1817 e *Ixa* Leach, 1815: *Ilia nucleus* (L., 1758), por Heegaard (1963) e Bartilotti *et al.* (2009) e *I. cylindrus* (Fabricius, 1777), por RajaBai (1960); seis species de *Leucosia* Bell, 1855: *L. anatum* (Herbst, 1783), por Terada (1984), *L. biannulata* Tyndale-Biscoe & George, 1962, por Ghory & Siddiqui (2008), *L. cranicolaris* (Herbst, 1783), por Quintana (1984, 1986a, 1986b), *L. longifrons* De Haan, 1841, por Terada (1979), *L. obtusifrons* De Haan, 1841, por Terada (1984), e *L. pubescens* Miers, 1877, por Tufail & Hashimi (1964); duas espécies de *Myra* Leach, 1817: *M. coalita* Hilgendorf, 1878, por Quintana (1984, 1986a, 1986b), e *M. fugax* (Fabricius, 1798), por Terada (1979, 1984); uma espécie de *Nucia* Dana, 1852: *N. laminata* (Doflein, 1904), por Quintana (1984, 1986a, 1986b); sete species de *Philyra* Leach, 1817: *P. corallicola* Alcock, 1896, por Sankolli (1961) e Hashmi (1970), *P. globosa* (Fabricius, 1888), por Chhapgar (1955) e Krishnan & Kannupandi (1990), *P. pisum* De Haan, 1841, por Aikawa (1929) e Terada (1979, 1984), *P. platycheira* De Haan, 1841, por Quintana (1984, 1986a, 1986b), Ko (2000) e Ghory & Siddiqui (2008); *P. scabriuscula* (Fabricius, 1798), por Menon (1937) e RajaBai (1960), *P. syndactyla* Ortmann, 1892, por Terada (1979, 1984) e Ghory & Siddiqui (2008), e *P. kanekoi* Sakai 1934, por Ko (2001).

Como ocorre em outros grupos de Decapoda, descrições de estágios pós-larvais de leucosídeos são escassas. Até o momento, Quintana (1984, 1986 e 1986a) descreveu pós-larvas de *Arcania undecimspinosa* De Haan, 1841, *Leucosia craniolaris* (Linnaeus, 1758), *Myra coalita* Hilgendorf, 1878, *Philyra platycheir* De Haan, 1841 e uma descrição parcial de *Nucia laminata* (Doflein, 1904), provenientes de amostras planctônicas próximas ao Japão. Krishnan & Kannupandi (1990) descreveram por completo os estágios larvais e o primeiro juvenil de *Philyra globosa* (Fabricius, 1888), provenientes do sul da Índia.

Shen (1935) foi o pioneiro no estudo sobre o desenvolvimento juvenil detalhado em Brachyura ao descrever, por completo, todos os nove estágios juvenis de *Carcinus maenas* (Portunidae). Os trabalhos realizados nos anos que se seguiram deram prioridade aos estudos sobre o desenvolvimento larval, talvez, pela dificuldade de se manter um cultivo até a fase juvenil e pelo longo tempo até que se desenvolva o dimorfismo sexual dos juvenis (Rieger & Beltrão 2000).

Este estudo descreveu a morfologia da fase pós-larval inicial de alguns Leucosioidea oriundos do litoral norte de São Paulo. Estas descrições das espécies em questão, *Persephona liechtensteinii*, *P. mediterrânea*, *P. punctata* e *Ebalia stimpsoni*, permitirão a identificação dos juvenis destas espécies em seu ambiente natural, além de servir de base para estudos filogenéticos e/ou ecológicos.

### 1.3 MATERIAIS & MÉTODOS

O desenvolvimento pós-larval das espécies, em estudo, foi realizado a partir de material já existente na coleção larval e pós-larval do NEBECC (Núcleo de Estudos Biológicos, Ecológicos e Cultivo de Crustáceos), provenientes do projeto de pesquisa intitulado “Morfologia dos estágios iniciais do desenvolvimento de crustáceos decápodos Pleocyemata, do litoral norte paulista”, financiado pela FAPESP (# 04/15194-6), sob responsabilidade da Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Maria Lucia Negreiros Fransozo.

Os espécimes foram coletados na região de Ubatuba, SP (23°26' S; 46°09' W), a qual é caracterizada por um clima tropical/subtropical, cujas médias de temperatura na superfície da água variam em torno de 18°C durante o inverno e 29°C durante o verão (Negreiros-Fransozo & Fransozo, 2003).

Todo o material foi obtido por meio de coletas no nêuston, utilizando-se um barco camaroneiro equipado com um GPS e duas redes de nêuston com fluxômetro (comprimento da rede 3 metros, malha 500 µm e boca retangular 1 m x 0,6 m, confeccionada em aço inoxidável). Os arrastos foram padronizados em 10 minutos, a uma velocidade de 1-2 nós, sempre no período noturno, em horário de maré alta.

As amostragens (N=12) foram realizadas entre setembro de 2005 e janeiro de 2006, com ao menos 10 arrastos por coleta, em vários pontos aleatórios dentro e fora da enseada de Ubatuba.

Após cada arrasto, os conteúdos dos copos das redes foram acondicionados em baldes com tampa hermética e com água do mar local, devidamente identificados. Ao fim de todos os arrastos, os recipientes com o material vivo foram transportados em caixas térmicas até uma base em Ubatuba, SP, onde foram triados em bandejas plásticas de fundo claro e com pipetas de ponta grossa, ainda na mesma noite.

As megalopas obtidas foram criadas isoladamente em laboratório. As exúvias da fase seguinte (primeiro juvenil) foram retiradas durante o cultivo e conservadas em etanol 80% e glicerina, na proporção de 2:1, em frascos devidamente etiquetados para análise posterior.

Após atingir tamanho suficiente (no mínimo, 4º estágio pós-larval), os juvenis foram identificados com base em caracteres diagnósticos das formas adultas (Melo 1996).

#### Método de desenho

As dissecções foram feitas com uso de hastes com agulha fina na ponta e observadas em um microscópio estereoscópico (Zeiss, SV6). Em seguida, os desenhos e medidas foram efetuados através de observação direta no microscópio óptico Zeiss, modelo Axioskop 2, equipado com câmara clara e sistema Nomarski. Os exemplares foram mensurados quanto à largura (LC) e o comprimento (CC) da carapaça. As ilustrações foram conferidas com, pelo menos, 10 espécimes de cada espécie.

Descrições morfológicas foram feitas seguindo o modelo padronizado e a terminologia de Clark *et al.* (1998) e o sistema de classificação de cerdas de Garm (2004). Os dados obtidos foram comparados com a literatura pertinente a esse tipo de estudo.

## 1.4 RESULTADOS

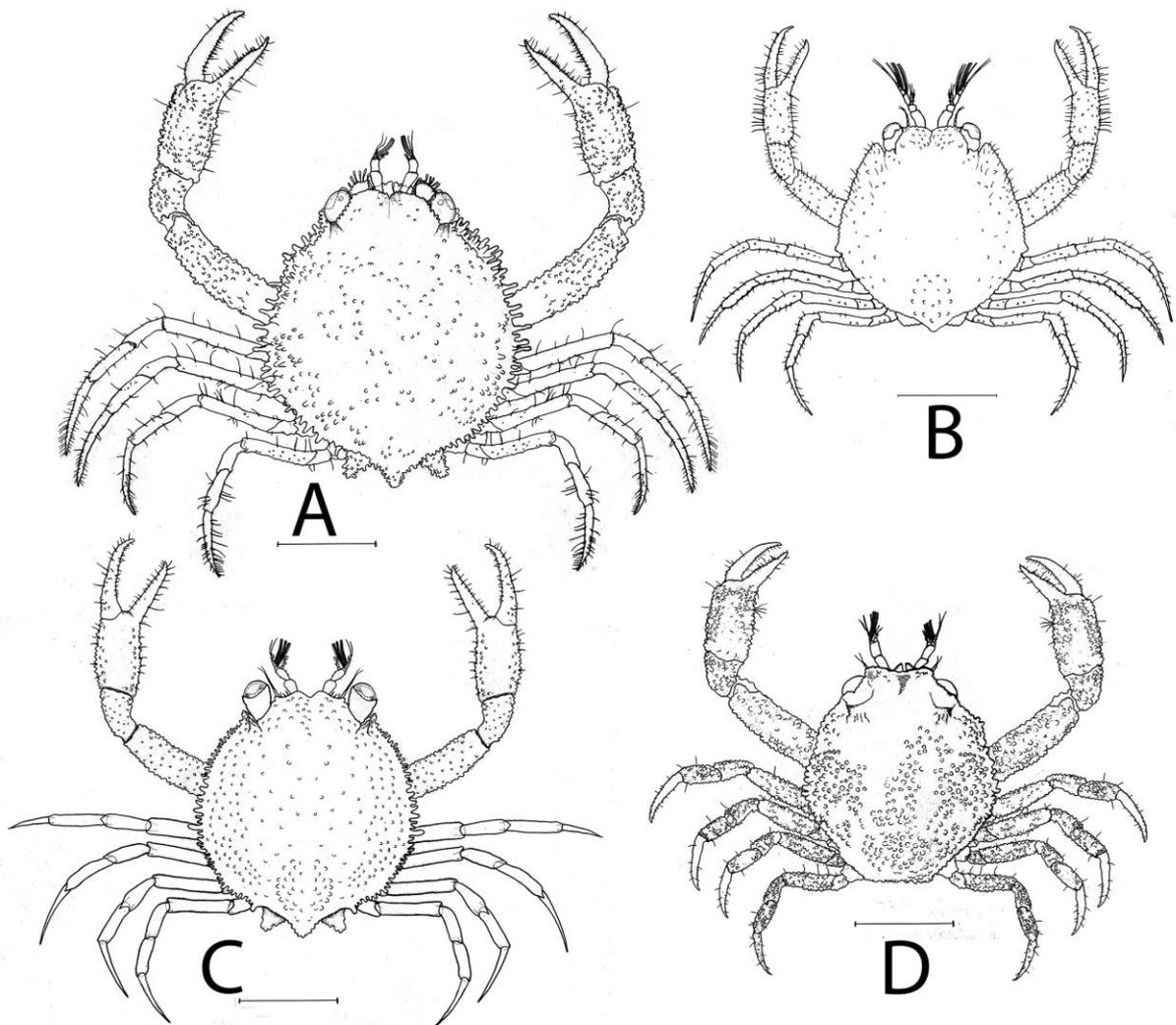


Figura 1 – Carapaça e pereópodos. A. *Persephona mediterranea*; B. *Persephona lichtensteinii*; C. *Persephona punctata*; D. *Ebalia stimpsoni*

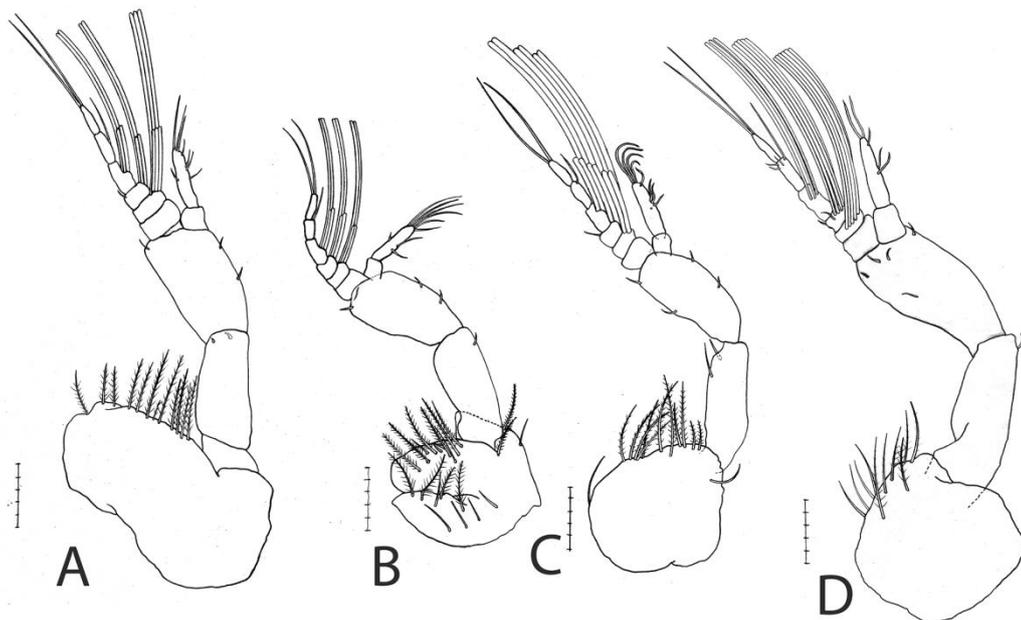


Figura 2 – Antênula. A. *Persephona mediterranea*; B. *Persephona lichtensteinii*; C. *Persephona punctata*; D. *Ebalia stimpsoni*

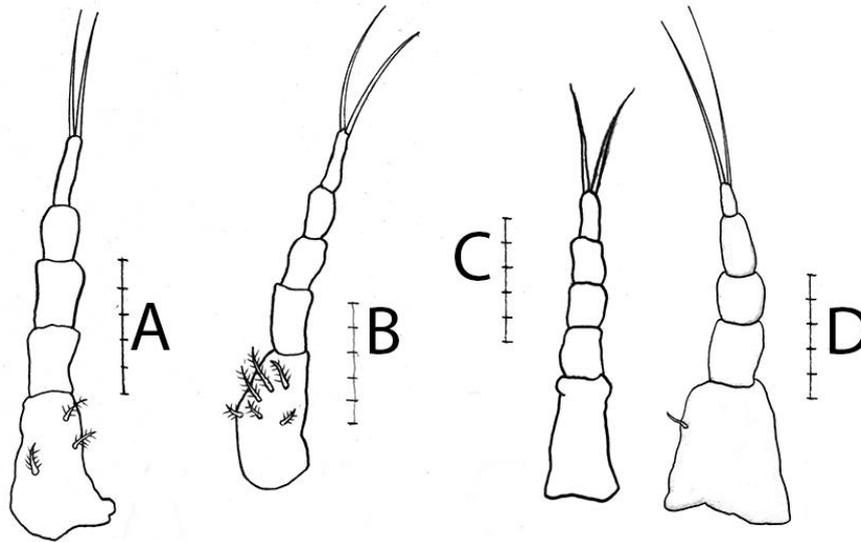


Figura 3 – Antena. A. *Persephona mediterranea*; B. *Persephona lichtensteinii*;  
C. *Persephona punctata*; D. *Ebalia stimpsoni*

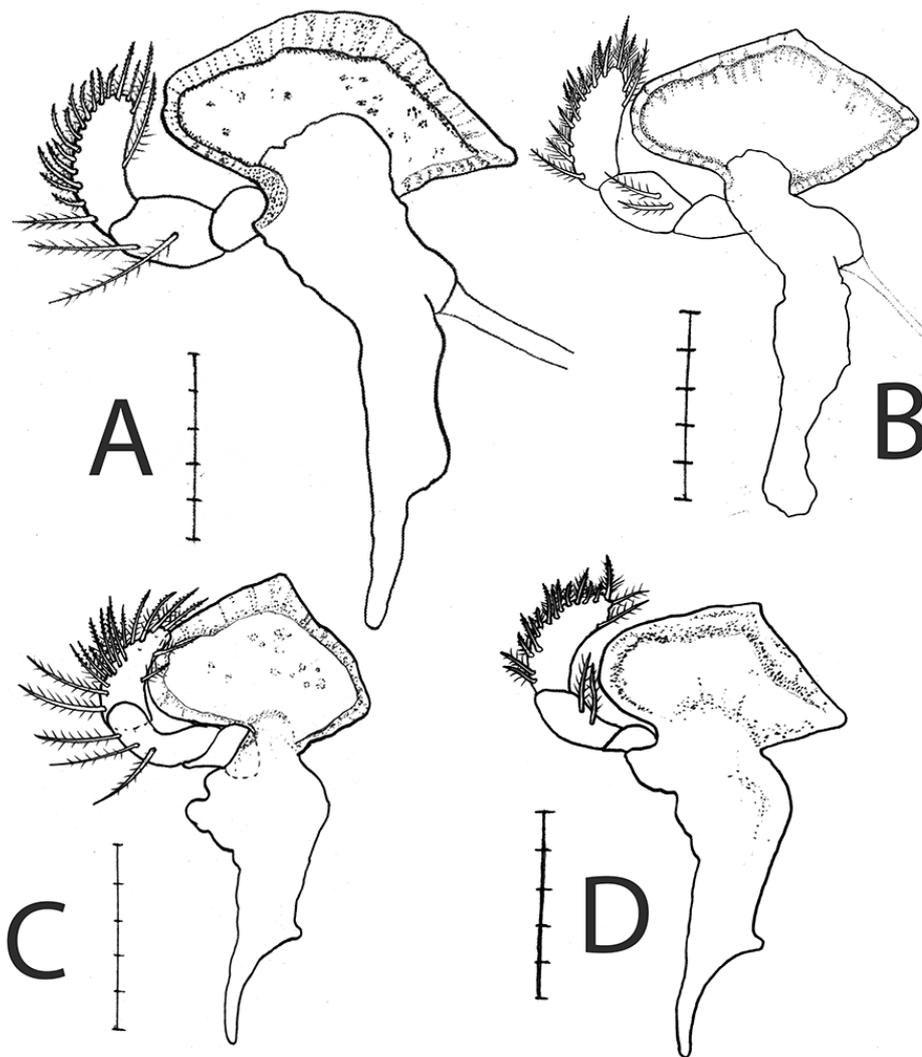


Figura 4 - A. *Persephona mediterranea*; B. *Persephona lichtensteinii*;  
C. *Persephona punctata*; D. *Ebalia stimpsoni*

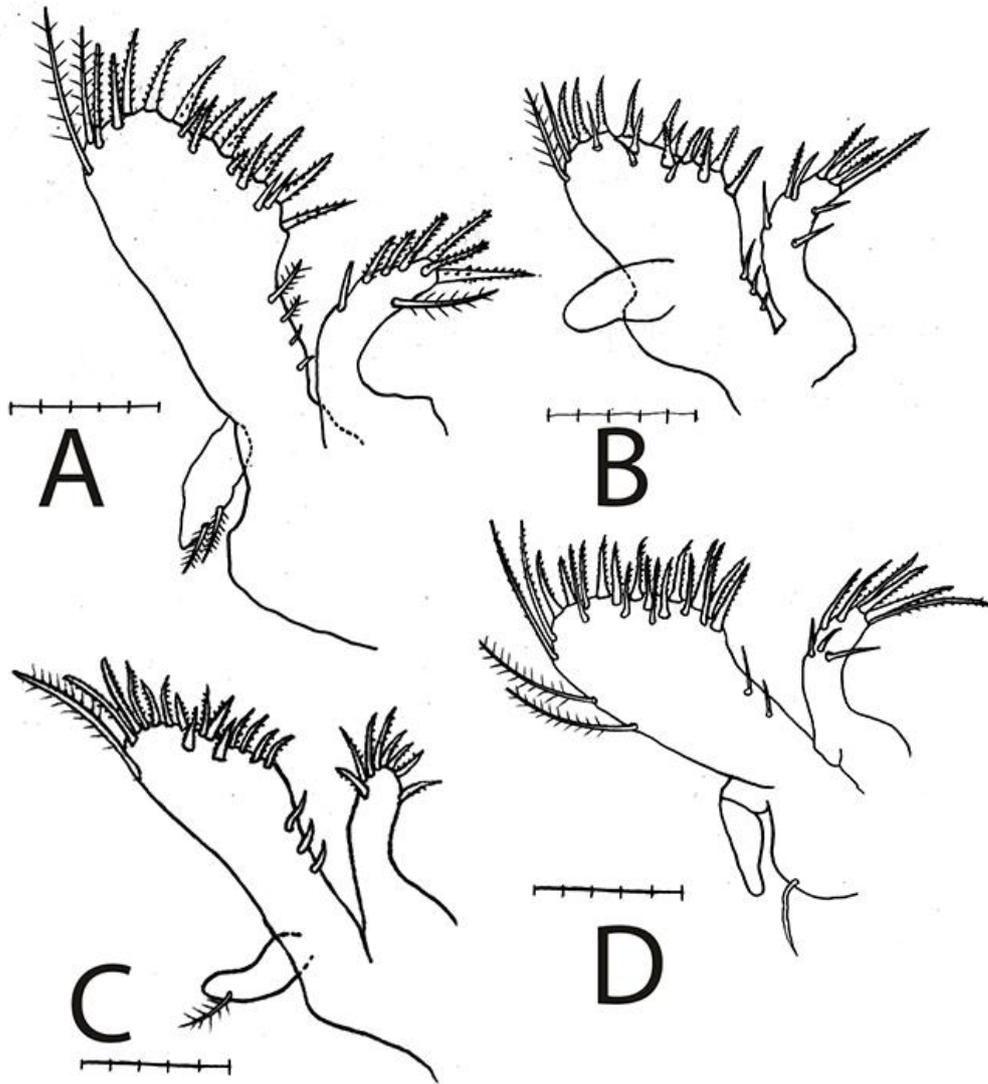


Figura 5 – Maxílula. A. *Persephona mediterranea*; B. *Persephona lichtensteini*; C. *Persephona punctata*; D. *Ebalia stimpsoni*

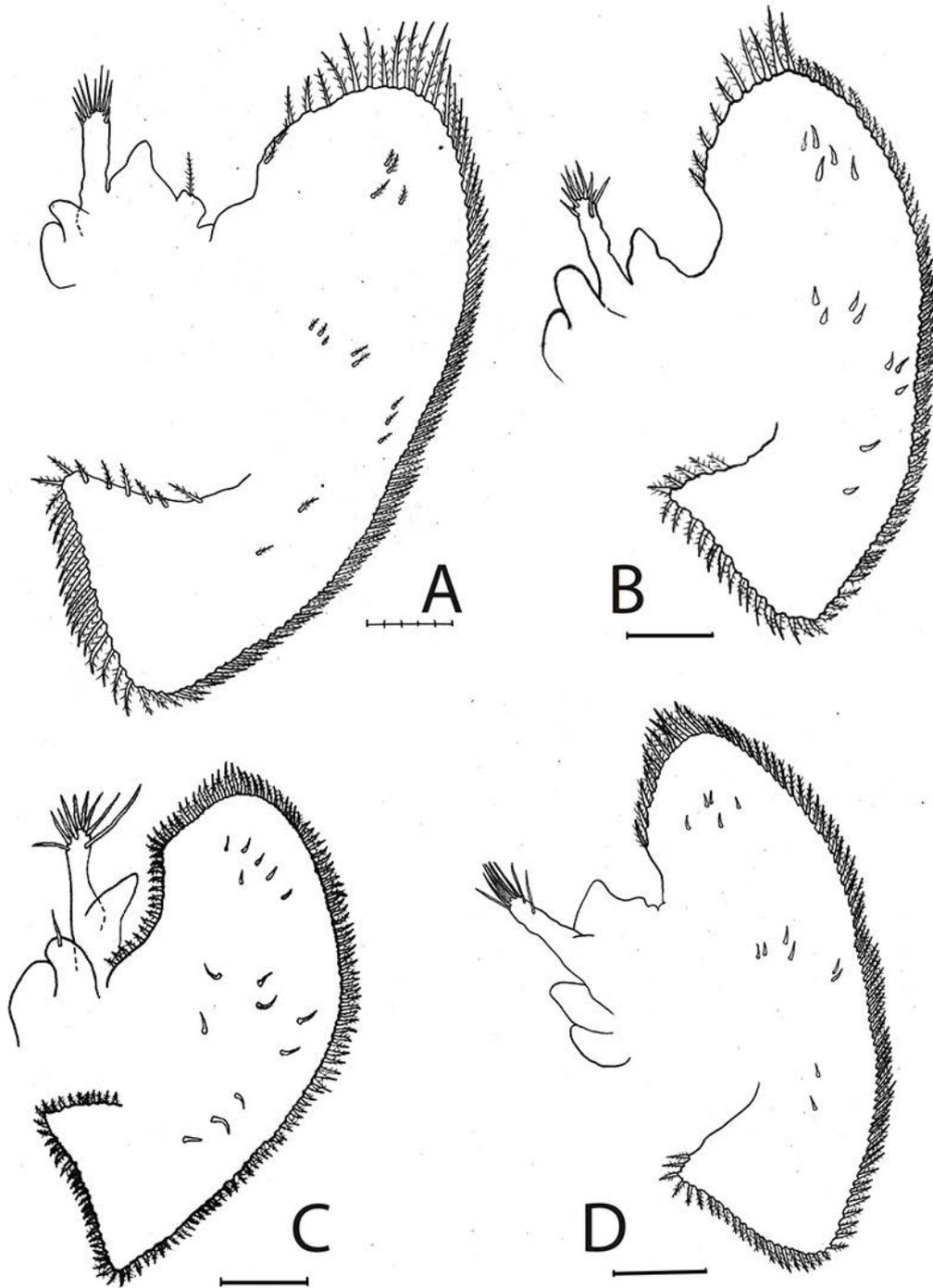


Figura 6 – Maxila. A. *Persephona mediterranea*; B. *Persephona lichtensteinii*;  
 C. *Persephona punctata*; D. *Ebalia stimpsoni*

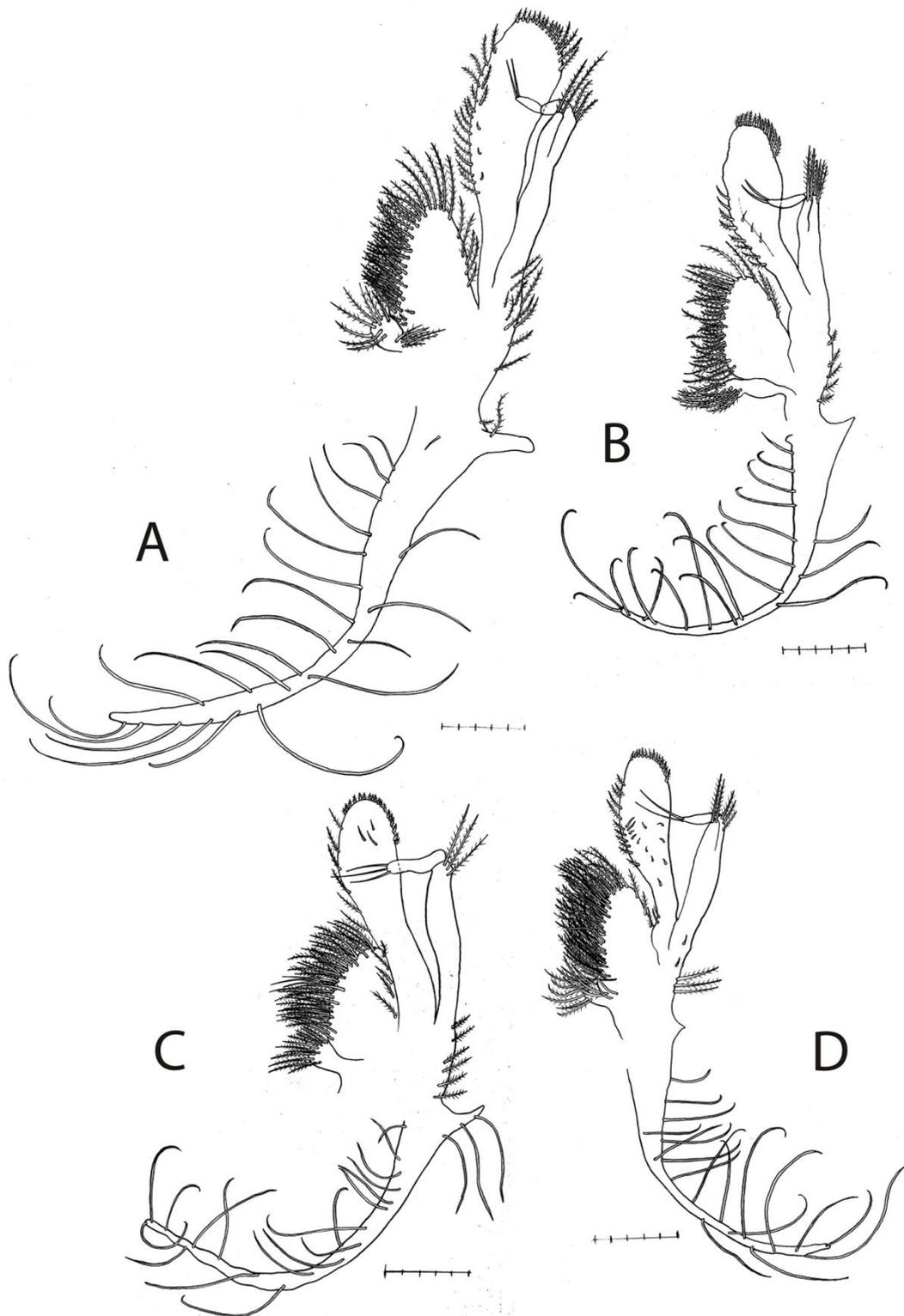


Figura 7 – Maxilípede 1. A. *Persephona mediterranea*; B. *Persephona lichtensteinii*; C. *Persephona punctata*; D. *Ebalia stimpsoni*

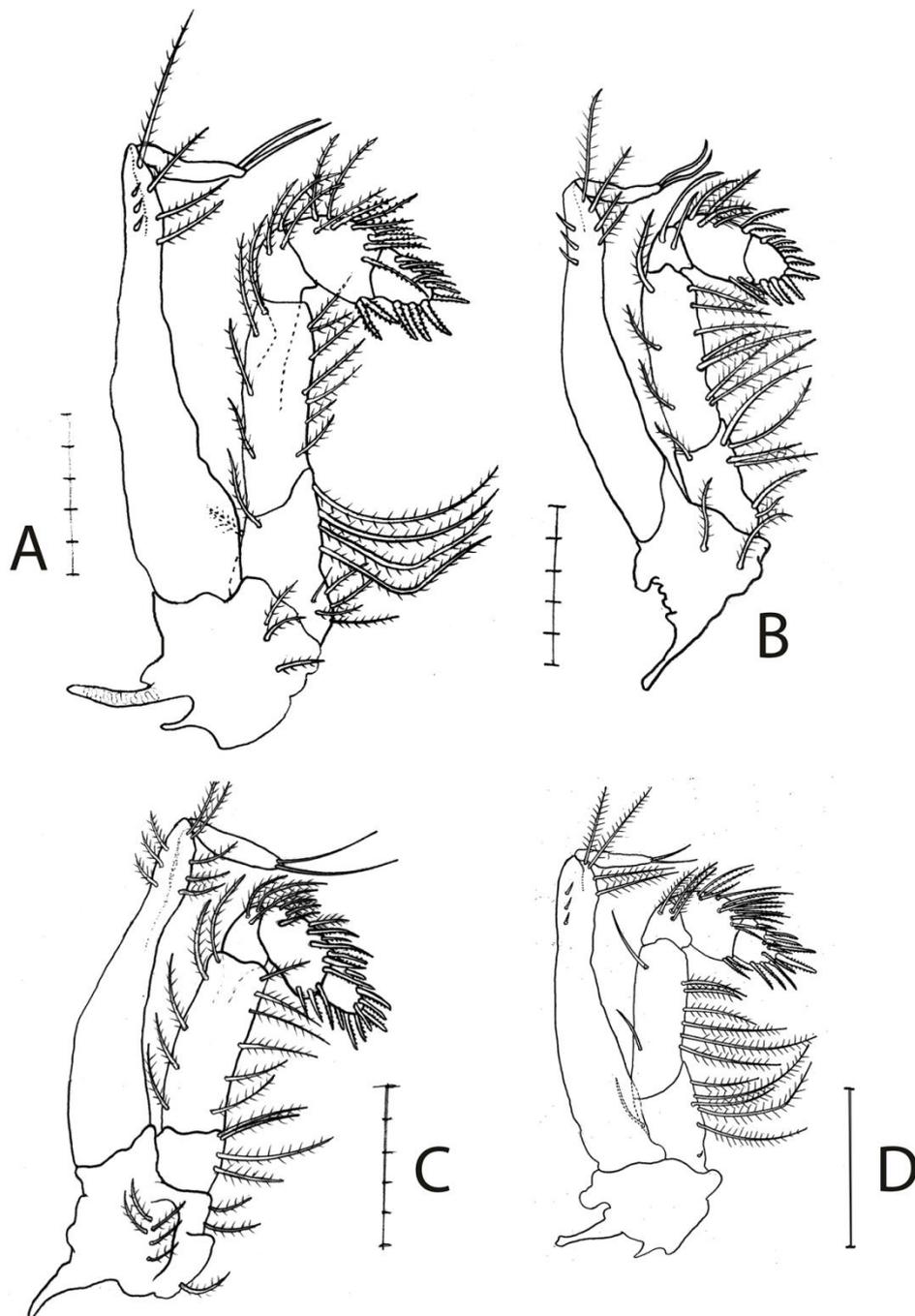


Figura 8 – Maxilípede 2. A. *Persephona mediterranea*; B. *Persephona lichtensteini*; C. *Persephona punctata*; D. *Ebalia stimpsoni*

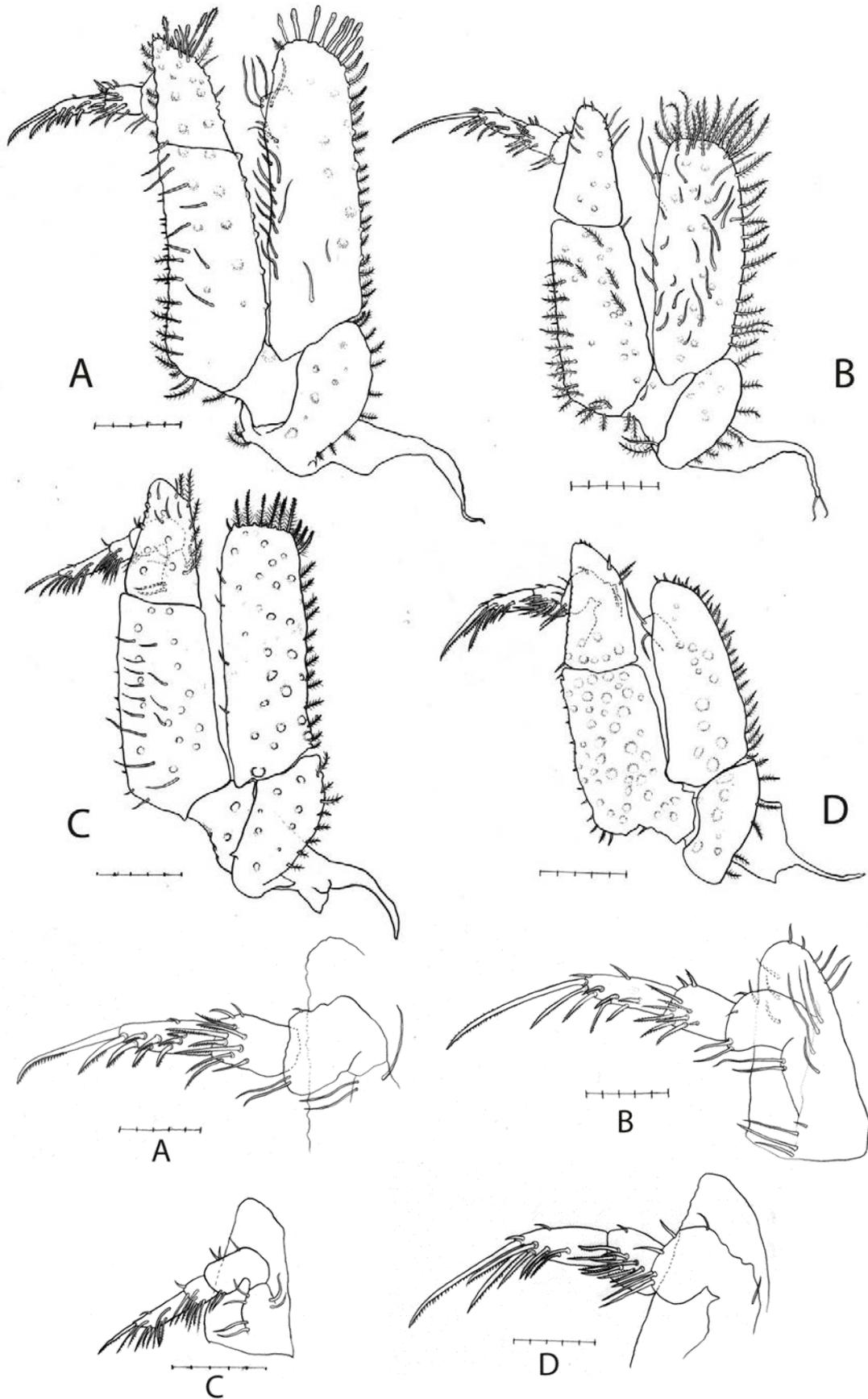


Figura 9 – Acima, maxilípede 3; abaixo, detalhe ampliado da região distal do endopodito de cada um. A. *Persephona mediterranea*; B. *Persephona lichtensteinii*; C. *Persephona punctata*; D. *Ebalia stimpsoni*

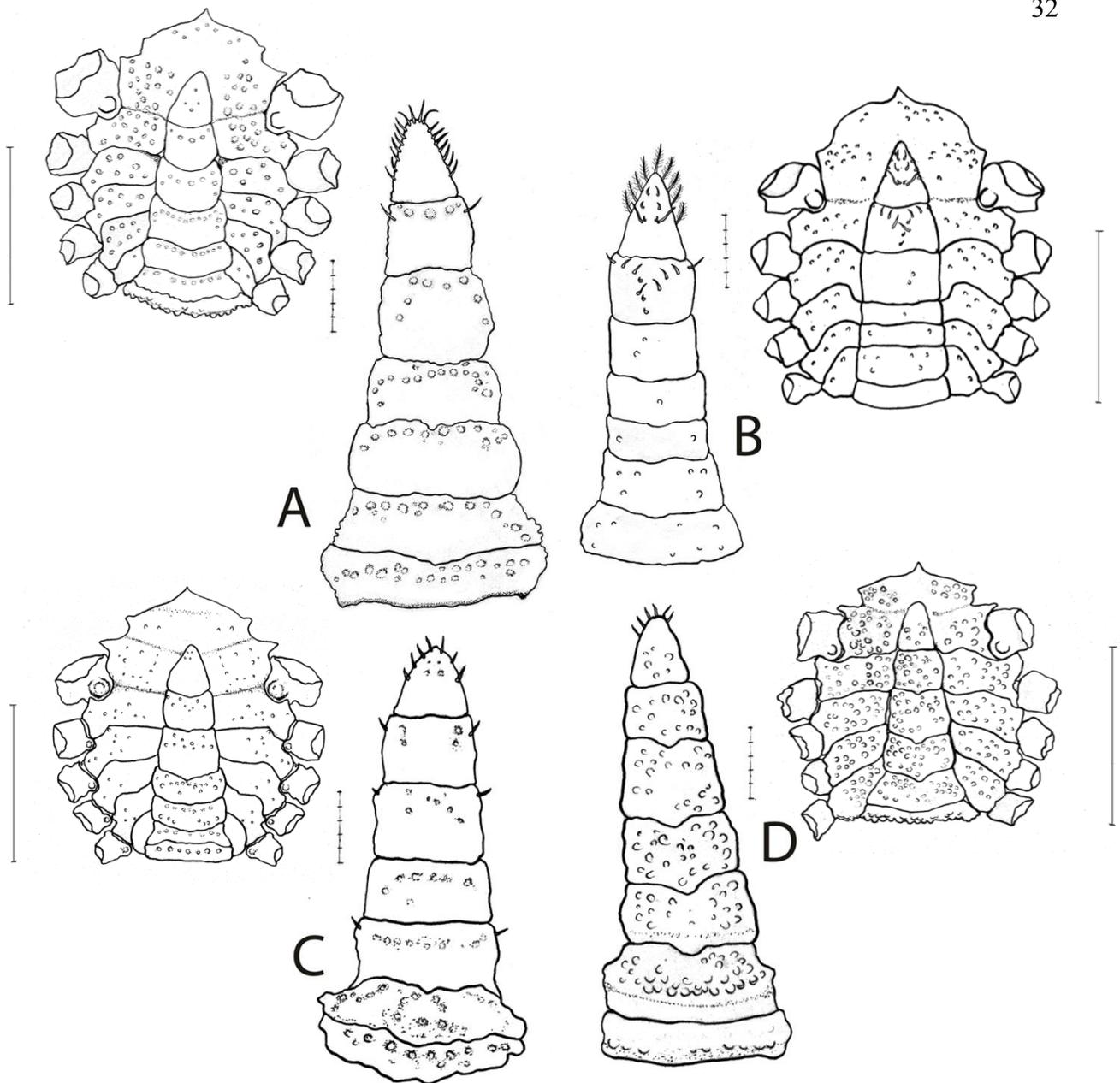


Figura 10 – Abdome e esterno. A. *Persephona mediterranea*; B. *Persephona lichtensteinii*, C. *Persephona punctata*; D. *Ebalia stimpsoni*

#### 1.4.1 Morfologia do primeiro estágio da fase juvenil de *Persephona mediterranea*

Carapaça (Figura 1-A) - (LC 2,84 mm; CC 3,01 mm) Arredondada, densamente coberta por grânulos proeminentes na superfície dorsal e por toda a margem. Ausência de rostro na frente, presença de um pequeno sulco mediano. Frente estreita e bilobada. Exo e endopodito dos terceiros maxilípedes visíveis dorsalmente. Margem posterior com 3 espinhos grandes obtusos cobertos por grânulos. Olhos pedunculados,

bem desenvolvidos, presença de um par sulcos próximos ao diminuto espinho orbital externo. Esternitos desprovidos de espinhos, com grânulos espalhados pela superfície.

Antênula (Figura 2-A) - Segmento basal desenvolvido, com 12 cerdas plumosas; pedúnculo bi-segmentado com 2 + 3 cerdas simples curtas, respectivamente; endopodito (flagelo ventral) bi-segmentado com 3 cerdas simples longas terminais e 5 subterminais no segmento distal; exopodito (flagelo dorsal) constituído por 6 segmentos com 0, 6, 4, 4, 0, 0 estetos e 0, 0, 1, 0, 1, 2 cerdas simples.

Antena (Figura 3-A) - Unirreme, pedúnculo com 3 cerdas plumosas curtas. Flagelo tetra-segmentado, com 2 cerdas simples apicais no segmento mais distal.

Mandíbula (Figura 4-A) - Processo incisivo como uma lâmina cortante bem quitinizada. Palpo tri-segmentado com 0,2,1 plumosas e 0,0,16 plumodenticuladas.

Maxílula (Figura 5-A) - Endito coxal com 6 cerdas cuspidadas, 1 plumosa e 1 simples. Endito basal com 4 cerdas simples, 4 cerdas plumosas e de 13 a 16 cerdas cuspidadas marginais. Endopodito rudimentar com 2 cerdas plumosas curtas.

Maxila (Figura 6-A) - Endito coxal bilobado e liso; endito basal com 10 cerdas simples. Endopodito com 1 cerda plumosa. Exopodito (escafognatito) com 111-113 cerdas plumosas curtas marginais e 14 cerdas simples na superfície.

Primeiro Maxilípede (Figura 7-A) - Endito coxal com 14-16 cerdas plumosas marginais. Endito basal com 50 cerdas plumosas; endopodito não segmentado com 3 cerdas simples curtas submarginais e 17 cerdas plumosas marginais laterais e 15 cerdas plumosas apicais curtas. Exopodito bi-segmentado com 15 cerdas plumosas no segmento proximal e 2 cerdas simples apicais no segmento distal. Epipodito bem desenvolvido, com 2 cerdas plumosas curtas e 20-23 cerdas simples longas.

Segundo Maxilípede (Figura 8-A) - Protopodito com 3 cerdas plumosas. Endopodito penta-segmentado com 10 cerdas plumosas e 1 simples no segmento proximal; 10-11 cerdas plumosas no segundo segmento; 2-3 cerdas plumosas no terceiro segmento; 3 cerdas plumosas e 9-10 cerdas cuspidadas no quarto segmento e 9-10 cerdas cuspidadas no segmento mais distal. Exopodito bi-segmentado, com 4-6 cerdas plumosas e 3 cerdas simples no segmento proximal e 2 cerdas simples apicais no segmento distal. Epipodito reduzido.

Terceiro Maxilípede (Figura 9-A) - Protopodito com grânulos evidentes na face externa e com 12 cerdas plumosas. Endopodito penta-segmentado, com grânulos evidentes na face externa, com 9 cerdas plumosas e 15 cerdas simples curtas marginais

no segmento proximal; 11-12 cerdas simples, 6 cerdas plumosas, 3 cerdas serradas e 2 cerdas espatuladas no segundo segmento; 3 cerdas simples no terceiro segmento; 3 cerdas simples e 7-8 cerdas cuspidadas no quarto segmento e 1 simples curta e 9 cuspidadas no segmento mais distal. Exopodito não segmentado, com grânulos evidentes na face externa, com 16 cerdas simples na margem interna, 14 cerdas plumosas na margem externa, 6 cerdas plumodenticuladas e 8 cerdas espatuladas apicais. Epipodito pouco desenvolvido desprovido de cerdas. As cerdas do tipo espátula encontradas em *P. mediterranea* não foram descritas em nenhum outro trabalho com Leucosiidae.

Pereópodos (Figura 1-A) - Quelípodos simétricos com numerosos grânulos evidentes e cerdas simples de tamanho variado apenas no própodo e dáctilo; pereiópodos 2 a 5 similares entre si, com poucos grânulos e muitas cerdas simples curtas distribuídas pelo apêndice, principalmente na margem externa nas extremidades dos dáctilos.

Abdome (Figura 10-A) - 6 somitos, todos mais largos do que longos, com uma fileira de grânulos em cada e 2 cerdas laterais no último somito. Telson desprovido de grânulos, com 18 cerdas simples marginais.

Pleópodos - Presentes, do 2º ao 5º segmento abdominal, porém bastante rudimentares (desenho não-incluso).

#### **1.4.2 Morfologia do primeiro estágio da fase juvenil de *Persephona lichtensteinii***

Carapaça (Figura 1-B) - (LC 1,94 mm; CC 2,04 mm) Arredondada, ligeiramente pentagonal, coberta esparsamente por grânulos pequenos na superfície dorsal e por toda a margem, com um par lateral de espinhos bem evidente. Concentração de cerdas simples próximas à margem anterolateral. Fronte estreita bilobada, presença de um pequeno sulco mediano. Olhos pedunculados e bem desenvolvidos, presença de um par de sulcos próximos à cada margem orbital externa. Margem posterior com 3 espinhos cobertos por grânulos pouco protuberantes. Aglomeração circular distinta de grânulos na região cardíaco-intestinal. Esternitos com grânulos espalhados pela superfície.

Antênula (Figura 2-B) - Segmento basal desenvolvido, com 10 cerdas simples e 12 cerdas plumosas; pedúnculo bi-segmentado com 1 + 3 cerdas simples curtas respectivamente; endopodito (flagelo ventral) bi-segmentado com 6 cerdas simples longas terminais e 3 subterminais no segmento distal; exopodito (flagelo dorsal) constituído por 6 segmentos com 0, 4, 4, 4, 0, 0 estetos e 0, 0, 0, 0, 1, 2 cerdas simples.

Antena (Figura 3-B) - Unirreme, pedúnculo com 6 cerdas plumosas curtas. Flagelo tetra-segmentado, com 2 cerdas simples apicais no segmento mais distal.

Mandíbula(Figura 4-B) - Processo incisivo como uma lâmina cortante bem quitinizada. Palpo tri-segmentado com 0,2,4 plumosas e 0,0,11 plumodenticuladas.

Maxílula (Figura 5-B) - Endito coxal com 5 cerdas cuspidadas e 4 simples. Endito basal com 7 cerdas simples, 1 cerdas plumosas e de 13 a 14 cerdas cuspidadas marginais. Endopodito rudimentar desprovido de cerdas.

Maxila (Figura 6-B) - Endito coxal bilobado e liso; endito basal com 9 cerdas simples. Endopodito desprovido de cerdas. Exopodito (escafnatito) com 89-95 cerdas plumosas curtas marginais e 14 cerdas simples na superfície.

Primeiro Maxilípede (Figura 7-B) - Endito coxal com 10-12 cerdas plumosas marginais. Endito basal com 34-37 cerdas plumosas; endopodito não segmentado com 3 cerdas simples curtas submarginais e 2 cerdas simples e 6 cerdas plumosas marginais laterais e 11-12 cerdas plumosas apicais curtas. Exopodito bi-segmentado com 10-11 cerdas plumosas no segmento proximal e 2 cerdas simples apicais no segmento distal. Epipodito bem desenvolvido, com 18-23 cerdas simples longas.

Segundo Maxilípede (Figura 8-B) - Endopodito penta-segmentado com 7 cerdas plumosas no segmento proximal; 10 cerdas plumosas no segundo segmento; 2 cerdas simples no terceiro segmento; 6 cerdas plumosas e 2 cerdas cuspidadas no quarto segmento e 8 cerdas cuspidadas no segmento mais distal. Exopodito bi-segmentado, com 4 cerdas plumosas e 3 cerdas simples no segmento proximal e 2 cerdas simples apicais no segmento distal. Protopodito com 2 cerdas plumosas. Epipodito reduzido.

Terceiro Maxilípede (Figura 9-B) - Endopodito penta-segmentado, com grânulos evidentes na face externa, com 19 cerdas plumosas e 9 cerdas simples no segmento proximal; 15-18 cerdas simples no segundo segmento; 6 cerdas simples no terceiro segmento; 10 cerdas cuspidadas no quarto segmento e 10 cuspidadas no segmento mais distal. Exopodito não segmentado, com grânulos evidentes na face externa, 23-25 cerdas simples 28-29 cerdas plumosas. Epipodito pouco desenvolvido com 2 cerdas simples terminais. Protopodito com grânulos evidentes na face externa e com 6-7 cerdas plumosas.

Pereópodos (Figura 1-B) - Quelípodos simétricos com poucos grânulos e muitas cerdas espalhadas, principalmente na face mais externa do própodo; pereiópodos

2 a 5 similares entre si, com muitas cerdas simples igualmente distribuídas pelos 5 segmentos mais distais.

Abdome (Figura 10-B) - 6 somitos, todos mais largos do que longos, com poucos grânulos na superfície; 10 cerdas simples no somito 6. Telson desprovido de grânulos, com 8 cerdas simples e 9 cerdas plumosas.

Pleópodos - Rudimentares.

### **1.4.3 Morfologia do primeiro estágio da fase juvenil de *Persephona punctata***

Carapaça (Figura 1-C) - (LC 2,38 mm; CC 2,43 mm) Arredondada, esparsamente coberta por grânulos na superfície dorsal e por toda a margem. Nas laterais e nas margens posterolaterais, 2 pares de grânulos visivelmente maiores que o restante. Fronte estreita bilobada, olhos pedunculados e bem desenvolvidos, presença de um par de sulcos próximos ao espinho orbital externo. Algumas cerdas do terceiro maxilípede visíveis dorsalmente. Margem posterior com 3 espinhos obtusos grandes cobertos por grânulos. Aglomeração circular distinta de grânulos na região cardíaco-intestinal. Esternitos desprovidos de espinhos com grânulos espalhados pela superfície.

Antêntula (Figura 2-C) - Segmento basal desenvolvido, com 2 cerdas simples e 11 cerdas plumosas; pedúnculo bi-segmentado com 2 + 4 cerdas simples curtas respectivamente; endopodito (flagelo ventral) bi-segmentado com 5 cerdas simples longas terminais e 3 subterminais no segmento distal; exopodito (flagelo dorsal) constituído por 6 segmentos com 0, 4, 4, 4, 0, 0 estetos e 0, 0, 1, 0, 1, 2 cerdas simples.

Antena (Figura 3-C) - Unirreme, pedúnculo desprovido de cerdas. Flagelo tetra-segmentado, com 2 cerdas simples apicais no segmento mais distal.

Mandíbula (Figura 4-C) - Processo incisivo como uma lâmina cortante bem quitinizada. Palpo tri-segmentado com 0,3,2 plumosas e 0,0,14 plumodenticuladas.

Maxílula (Figura 5-C) - Endito coxal com 8 cerdas cuspidadas. Endito basal com 3 cerdas simples, 1 cerdas plumosa e de 14 cerdas cuspidadas marginais. Endopodito rudimentar com 1 cerdas plumosas curtas.

Maxila (Figura 6-C) - Endito coxal bilobado com 1 cerda simples; endito basal com 9-10 cerdas simples. Endopodito desprovido de cerdas. Exopodito (escafognatito) com 132-136 cerdas plumosas curtas marginais e 16 cerdas simples na superfície.

Primeiro Maxilípede (Figura 7-C) - Endito coxal com 12-14 cerdas plumosas marginais. Endito basal com 48-52 cerdas plumosas marginais; endopodito não segmentado com 3 cerdas simples submarginais laterais e 6 cerdas plumosas marginais e 18-21 cerdas plumosas apicais curtas. Exopodito bi-segmentado com 9 cerdas plumosas no segmento proximal e 3 cerda simples apicais no segmento distal. Epipodito bem desenvolvido, com 19-22 cerdas simples longas.

Segundo Maxilípede (Figura 8-C) - Protopodito com 8 cerdas plumosas. Endopodito penta-segmentado com 4 cerdas plumosas no segmento proximal; 10-11 cerdas plumosas no segundo segmento; 3 cerdas plumosas no terceiro segmento; 4 cerdas plumosas e 9 cerdas cuspidadas no quarto segmento e 8 cerdas cuspidadas no segmento mais distal. Exopodito bi-segmentado, com 8 cerdas plumosas no segmento proximal e 2 cerdas simples apicais no segmento distal.. Epipodito reduzido.

Terceiro Maxilípede (Figura 9-C) - Protopodito com grânulos evidentes na face externa e com 8 cerdas plumosas. Endopodito penta-segmentado, com grânulos evidentes na face externa, 15 cerdas simples longas e 5 cerdas simples curtas marginais no segmento proximal; 11 cerdas simples e 6 cerdas plumosas no segundo segmento; 5 cerdas simples no terceiro segmento; 1 cerda simples e 8 cerdas cuspidadas no quarto segmento e 1 simples curta e 9 cuspidadas no segmento mais distal. Exopodito não segmentado, com grânulos evidentes na face externa, com 5 cerdas simples na margem interna, 13 cerdas plumosas na margem externa, 9-10 cerdas plumodenticuladas apicais. Epipodito pouco desenvolvido desprovido de cerdas.

Pereópodos (Figura 1-C) - quelípodos simétricos com grânulos pequenos esparsos e cerdas simples concentradas apenas no própodo e dáctilo; pereiópodos 2 a 5 similares entre si, desprovidos de grânulos e cerdas.

Abdome (Figura 10-C) - 6 somitos, todos mais largos do que longos, com grânulos formando fileiras nos 4 primeiros somitos e dispersos nos demais; 2 cerdas laterais nos segmentos 3, 5 e 6. Telson com grânulos, com 7 cerdas simples marginais.

Pleópodos - Presentes, do 2º ao 5º segmento abdominal, porém bastante rudimentares (desenho não-incluso).

#### 1.4.4 Morfologia do primeiro estágio da fase juvenil de *Ebalia stimpsonii*

Carapaça (Figura 1-D) - (LC: 2 mm; CC: 2,13 mm) Arredondada, levemente octagonal, mais longa do que larga, densamente coberta por grânulos na superfície dorsal e espinhos diminutos marginais. Fronte estreita, pouco bilobada e com os endopoditos dos terceiros maxilípedes visíveis dorsalmente. Olhos pedunculados um pouco retraídos e bem desenvolvidos. Elevação da carapaça na região orbital, com apenas um sulco posterior a esta. Margem posterior sem grandes espinhos. Esternitos com muitos grânulos espalhados pela superfície.

Antênula (Figura 2-D) - Segmento basal desenvolvido, com 6 cerdas plumosas e 4 cerdas simples; pedúnculo bi-segmentado com 1 + 5 cerdas simples curtas respectivamente; endopodito (flagelo ventral) bi-segmentado com 3 cerdas simples longas terminais e 2 subterminais no segmento distal; exopodito (flagelo dorsal) constituído por 6 segmentos com 0, 6, 5, 3, 0, 0 estetos e 0, 0, 2, 0, 4, 2 cerdas simples.

Antena (Figura 3-D) - Unirreme, pedúnculo com 1 cerdas simples curta. Flagelo tetra-segmentado, com 2 cerdas simples apicais no segmento mais distal.

Mandíbula (Figura 4-D) - Processo incisivo como uma lâmina cortante bem quitinizada. Palpo tri-segmentado com 0, 2 plumosas, 4 plumosa e 12 plumodenticuladas.

Maxílula (Figura 5-D) - Endito coxal com 3 cerdas simples distais e 6 cerdas cuspidadas e 1 simples na base. Endito basal com 2 cerdas simples, 2 cerdas plumosas e de 19 a 23 cerdas cuspidadas marginais. Endopodito rudimentar sem cerdas. Protopodito com 1 cerda simples.

Maxila (Figura 6-D) - Endito coxal bilobado e liso; endito basal com 7-8 cerdas simples. Endopodito sem cerdas. Exopodito (escafognatito) com 100-106 cerdas plumosas curtas marginais e 13 cerdas simples na superfície.

Primeiro Maxilípede (Figura 7-D) - Endito coxal com 15-18 cerdas plumosas marginais. Endito basal com 53-55 cerdas plumosas; endopodito não segmentado com 12 cerdas simples curtas na face, 11 cerdas plumosas marginais laterais e 12-14 cerdas plumosas apicais curtas. Exopodito bi-segmentado com 8 cerdas plumosas e 2 cerdas simples no segmento proximal e 2 cerdas simples apicais no segmento distal. Epipodito bem desenvolvido, com 18-22 cerdas simples longas.

Segundo Maxilípede (Figura 8-D) - Endopodito penta-segmentado com 5 cerdas plumosas e 2 cerdas simples no segmento proximal; 6-7 cerdas plumosas e 2

cerdas simples no segundo segmento; 3-4 cerdas plumosas no terceiro segmento; 15-18 cerdas cuspidadas no quarto segmento e 11-12 cerdas cuspidadas no segmento mais distal. Exopodito bi-segmentado, com 4 cerdas plumosas e 3 cerdas simples curtas no segmento proximal e 2 cerdas simples apicais no segmento distal. Protopodito desprovido de cerdas. Epipodito reduzido.

Terceiro Maxilípede (Figura 9-D) - Endopodito penta-segmentado, com grânulos evidentes na face externa, com 1 cerda plumosa curta e 12 cerdas simples curtas marginais no segmento proximal; 6 cerdas simples curtas e 1 cerda plumosa; 5-7 cerdas simples no terceiro segmento; 1 cerda simples e 9 cerdas cuspidadas no quarto segmento e 2 cerdas simples curtas e 8-9 cuspidadas no segmento mais distal. Exopodito não segmentado, com grânulos evidentes na face externa, com 5 cerdas simples, 16 cerdas plumosas e 7 cerdas simples curtas espiniformes, todas na margem externa. Epipodito pouco desenvolvido desprovido de cerdas. Protopodito com grânulos evidentes na face externa e com 5-7 cerdas plumosas.

Pereópodos (Figura 1-D) - Quelípodos simétricos com múltiplos grânulos aglomerados e cerdas simples no própodo e dáctilo; pereiópodos 2 a 5 similares entre si, também com muitos grânulos aglomerados e algumas cerdas simples distribuídas pelo apêndice, principalmente na margem externa nas extremidades dos dáctilos.

Abdome (Figura 10-D) - 6 somitos, todos mais largos do que longos, com grânulos na superfície. Primeiro somito não é visível ventralmente. Telson com grânulos e 6 cerdas simples marginais.

Pleópodos - Rudimentares.

## **1.5 DISCUSSÃO**

Em virtude do pequeno número de descrições juvenis, é impossível afirmar com segurança que um determinado caracter de uma espécie é único e, sendo assim, uma característica denominada diagnóstica para uma espécie leva em consideração apenas as descrições morfológicas anteriormente feitas para o táxon, ao qual ela pertence.

Descrições morfológicas juvenis são baseadas, principalmente, no número de segmentos e cerdas presentes nos apêndices corpóreos. Há de se esclarecer, também, que devido à dificuldade em se visualizar com exatidão os diferentes tipos de cerdas com a microscopia óptica, o estudo das cerdas na fase juvenil tem se limitado à sua contagem nos apêndices e ao mapeamento de sua distribuição ao longo do corpo do animal (Rieger

& Beltrão 2000). Os mesmo autores indicaram que Pohle & Telford (1981) e Ingle (1992) reconheceram mais de 30 tipos diferentes de cerdas nas larvas de Decapoda, com ajuda de microscopia eletrônica. Nos juvenis do presente estudo, foi possível identificar apenas 8 tipos diferentes de cerdas (Tabelas 1 e 2), utilizando-se microscopia óptica convencional.

A seguir, encontram-se os caracteres considerados mais relevantes para identificação das espécies em estudo, *Persephona mediterranea*; *P. lichtensteinii*; *P. punctata* e *Ebalia stimpsonii*;

Os três espinhos obtusos e conspícuos, encontrados na margem posterior da carapaça das três espécies do gênero *Persephona* descritas aqui podem ser muito úteis para a identificação, considerando que são caracteres morfológicos fáceis de observar com pouca manipulação dos espécimes. Outra característica importante é a presença de dois pares de pequenos sulcos sub oculares, que também ocorrem apenas nestas três espécies. Além disso, *P. mediterranea* e *P. lichtensteinii* apresentam outro sulco, na região mediana da fronte, enquanto que nessa mesma região há apenas uma concavidade em *P. punctata* e *E. stimpsonii*. No geral, as carapaças das quatro espécies são semelhantes, no que diz respeito ao formato arredondado e às protuberâncias ou grânulos por sobre a superfície, porém estes diferem quanto à densidade e tamanho, o que pode auxiliar na diferenciação entre elas (Figura 1).

Esternos das 4 espécies seguem o mesmo padrão das respectivas carapaças. O 7° e 8° esternito de *E. stimpsonii* ainda não estão divididos. Por outro lado, existe segmentação total entre o 4° e 5° esternito, ao passo que nas espécies de *Persephona* esta segmentação é incompleta. Uma divisão parcial entre 2° e 3° esternitos foi observada em *P. punctata* e *E. stimpsonii* (Figura 10).

Outras diferenças observadas incluem maior concentração de grânulos nos pereópodos de *E. stimpsonii*, enquanto que *P. punctata* tem grânulos apenas nos quelípodos, os outros pereópodos são lisos. As cerdas na extremidade dos dácilios de *P. mediterranea* são mais longas e abundantes.

O dimorfismo sexual observado no formato do abdome de machos e fêmeas adultos ainda não é evidente no primeiro juvenil.

Após dissecar por completo as exúvias e observar os apêndices cefálicos, foi possível notar outras diferenças: cerdas plumosas marginais no telso de *P. lichtensteinii* com cerdas simples na superfície; ausência de cerdas na base da antena em *P. punctata*;

uma cerda simples no protopodito da maxílula em *E. stimpsoni*, que ainda apresenta endopodito bi-segmentado, embora o tamanho seja tão pequeno quanto o das outras 3 espécies; uma cerda plumosa no endopodito da maxila em *P. mediterranea*; uma cerda simples no endito coxal da maxila em *P. punctata*; ausência de cerdas no protopodito do segundo maxilípede em *E. stimpsonii*.

O terceiro maxilípede (Figura 9) é o apêndice em que foram encontradas diferenças morfológicas mais significativas. Além de 2 cerdas simples no epipodito em *P. liechtensteinii*, cada espécie apresentou um padrão individual de cerdas no exopodito e no 2º segmento do endopodito. No exopodito, foram observadas 8 cerdas espatuladas em *P. mediterranea*; 9-10 plumo-denticuladas em *P. punctata*; 23-25 simples na superfície e 28-29 plumosas marginais longas em *P. liechtensteinii*; e 7 simples curtas em forma de espinho em *E. stimpsoni*. A região distal do 2º segmento do endopodito também se mostrou diferente: 3 serradas e 2 espatuladas em *P. mediterranea*; 6 plumosas marginais em *P. punctata*; 10 simples na superfície e 7 simples na face interna em *P. liechtensteinii*; e 3 pequenos espinhos em *E. stimpsoni*.

Outros juvenis pertencentes à família Leucosiidae foram comparados com o presente estudo. Quintana estudou *Leucosia craniolaris* (1984), *Philyra platycheira*, *Nucia laminata*, *Arcania undecimspinoso* e *Myra coalita* (1986), enquanto que *Philyra globosa* foi estudada por Krishnan (1990).

Quanto às semelhanças entre as espécies estudadas, o que mais chama atenção é a presença dos já mencionados 3 espinhos obtusos dorsais. Adicionando os leucosídeos descritos por Quintana aos juvenis aqui estudados, temos 9 espécies, das quais apenas *Ebalia stimpsonii*, *Philyra globosa* e *Nucia laminata* estão desprovidas dos 3 espinhos dorsais. *Arcania undecimspinoso* e *Philyra platycheira* possuem adicionalmente espinhos nas margens laterais.

Os pleópodos estão presentes porém são bastante rudimentares e reduzidos. Os números de segmentos das antenas e antênulas são equivalentes e não possuem muita variação de cerdas, apenas *E. stimpsonii* tem um número um pouco inferior de cerdas no segundo segmento do flagelo interno da antênula. Em outros leucosídeos descritos por Quintana (1984 e 1986), o flagelo externo pode ter 1 ou 2 segmentos a menos e o flagelo da antena em *Myra coalita*, *Philyra platycheira* apresentaram 8 e 6 segmentos respectivamente. As mandíbulas são bastante semelhantes, tanto no formato das lâminas cortantes quanto na tri-segmentação e setação dos palpos. Os enditos coxal e basal da

maxílula têm quantidade quase exatas de cerdas, com exceção de *E. stimpsonii* que possui um número maior de cerdas cuspidadas nos enditos basais. A contagem de cerdas plumosas marginais nos escafognatitos das maxilas ficou próxima de 100, exceto *P. punctata* que apresentou no mínimo 132 cerdas marginais. O exopodito do primeiro maxilípode é bi-segmentado nas 4 espécies, o que não ocorre em 2 espécies da mesma subfamília descritas por Quintana (1986).

Hirose *et al.* (2012) compararam o primeiro estágio de zoea das três espécies do gênero *Persephona* analisadas aqui. Eles observaram que as carapaças são diferentes quanto ao formato e ao tamanho e curvatura dos espinhos laterais. Quanto às cerdas dos apêndices cefálicos, as principais diferenças foram encontradas no endito coxal e no endopodito da maxílula e da maxila, além dos endopoditos do primeiro e segundo maxilípedes. Estas não são as mesmas características diagnósticas encontradas nos juvenis das mesmas espécies, o que ilustra a importância de se descrever diferentes estágios de desenvolvimento.

Comparando com os adultos da mesma espécie. Os grânulos presentes na carapaça de *P. mediterranea* e *P. punctata* não são observados nos adultos, embora os 3 espinhos dorsais permanecem em uma forma mais aguda. O primeiro juvenil das 4 espécies ainda não apresenta pigmentação. Em *P. liechtensteinii*, 2 dos 4 espinhos laterais presentes nos adultos já são visíveis na região mediana da carapaça.

As espécies estudadas aqui foram também comparadas com juvenis em primeiro estágio de três espécies da família Dorippidae descritas por Quintana (1987): *Dorippe frascone* (Herbst, 1785), *Nobilium japonicum* (Von Siebold, 1824) e *Paradorippe granulata* (De Haan, 1841). Essa escolha se baseou na análise cladística numérica feita por Brösing *et al.* (2006) que considerou caracteres adultos e sugeriu que esta é a família mais próxima à Leucosiidae. Um ano depois, Ahyong *et al.* (2007) realizou uma análise baseada em RNA ribossômico e considerou Grapsidae e Ocypodidae, ambas ocorrentes do litoral brasileiro, como as famílias mais relacionadas à Leucosiidae, por isso os primeiros juvenis de uma espécie de cada família também participaram da comparação: *Cyrtograpsus angulatus* Dana, 1851 (Grapsidae), descrito por Rieger & Beltrão (2000) e *Uca cumulanta* Crane, 1943 (Ocypodidae), descrito por Hirose *et al.* (2010).

Tabela 1 – Primeira parte da tabela comparativa entre juvenis leucosídeos.

Subfamília		Ebaliinae Stimpson, 1871	Ebaliinae Stimpson, 1872	Ebaliinae Stimpson, 1873
Autores da descrição				
Espécie		<i>Persephona mediterranea</i>	<i>Persephona punctata</i>	<i>Persephona lichtensteinii</i>
Nomeada por		(Herbst, 1794)	(Linnaeus, 1758)	Leach, 1817
Local		Ubatuba, Brasil	Ubatuba, Brasil	Ubatuba, Brasil
Tamanho da Carapaça	Largura	2,8375 mm	2,375 mm	1,9375 mm
	Comprimento	3,0125 mm	2,425 mm	2,0375 mm
Cor		amarelo claro	amarelo claro	amarelo claro
Estrutura				
Carapaça	Espinhos obtusos	3, na margem posterior	3, na margem posterior	3, na margem posterior
	Espinhos agudos	ausente	ausente	ausente
	Grânulos	longos; alta concentração	médios; baixa concentração	curtos; alta concentração
	Cerdas	ausente	ausente	margem anterior lateral
Antênula	Pedúnculo	3 seg: 12,0,0 pl; 0,2,3 ss	3 seg: 11-12,0,0 pl; 2,2,4 ss	3 seg: 12,0,0 pl; 9,1,3 ss
	Flagelo interno	2 seg: 0,8 ss	2 seg: 0,8 ss	2 seg: 0,9 ss
	Flagelo externo	6 seg: 0,6,4,4,0,0 ae; 0,0,1,0,1,2 ss	6 seg: 0,4,4,4,0,0 ae; 0,0,1,0,1,2 ss	6 seg: 0,4,4,4,0,0 ae; 0,0,0,0,1,2 ss
Antena	Pedúnculo	3 pl	Liso	6 pl
	Flagelo	4 seg: 0,0,0,2	4 seg: 0,0,0,2	4 seg: 0,0,0,2
Mandíbula	Palpo	3 seg: 0,0,16 pld; 0,2,1 pl	3 seg: 0,0,14 pld; 0,3,2 pl	3 seg: 0,0,12 pld; 0,2,3 pl
Maxílula	Endito Coxal	6 ct, 1 pl, 1 ss	8 ct	5 ct, 4 ss
	Endito Basal	13-16 ct, 4 pl, 4 ss	14 ct, 1 pl, 3 ss	13-14 ct, 1 pl, 7 ss
	Endopodito	rudimentar, 2 pl	rudimentar, 1 pl	rudimentar
Maxila	Endito Coxal	2 lobos, Liso	2 lobos, 1 ss	2 lobos, Liso
	Endito Basal	10 ss	9-10 ss	9 ss
	Endopodito	unseg, 1 pl	unseg, Liso	unseg, Liso
	Escafognatito	111-113 pl (marg); 14 ss (surf)	132-136 pl (marg); 16 ss (surf)	89-95 pl (marg); 14 ss (surf)
Primeiro Maxilípede	Endito Coxal	14-16 pl	12-14 pl	10-12 pl
	Endito Basal	50 pl	48-52 pl	34-37 pl
	Endopodito	unseg, 3 ss, 32 pl	unseg, 3 ss, 24-27 pl	unseg, 5 ss, 17-18 pl
	Exopodito	2 seg: 5,0 pl; 0,2 ss + 10 pl na base	2 seg: 3,0 pl; 0,3 ss + 6 pl na base	2 seg: 5-6,0 pl; 0,2 ss + 5 pl na base
	Epipodito	2 pl, 1 ss (prox); 20-23 ss (dis)	3 ss (prox); 19-22 ss (dis)	18-23 ss
Segundo Maxilípede	Protopodito	3 pl	8 pl	2 pl
	Endopodito	5 seg: 10,11,3,3,0 pl, 1 ss (prox), 0,0,0,10,10 ct.	5 seg: 4,11,3,4,0 pl, 0,0,0,9,8 ct.	5 seg: 7,10,0,6,0 pl, 2 ss (3°), 0,0,0,2,8 ct.
	Exopodito	2 seg: 4-6 pl + 3 ss (prox), 2 ss (dis)	2 seg: 8 pl (prox), 2 ss (dis)	2 seg: 4 pl + 3 ss (prox) 2 ss (dis)
	Epipodito	Reduzido	Reduzido	Reduzido
Terceiro Maxilípede	Protopodito	12 pl	8 pl	6-7 pl
	Endopodito	5 seg: 9,6,0,0,0 pl; 15,12,3,3,1 ss; 3 ser 2 spa (2°); 8,9 ct (4°,5°)	5 seg: 6 pl (2°), 20,11,5,1,1 ss, 8,9 ct (4°,5°)	5 seg: 19 pl (prox), 9,17,4,0,0 ss, 10,10 ct (4°,5°)
	Exopodito	unseg, 16 ss, 14 pl, 6 pld, 8 spa.	unseg, 5 ss, 13 pl, 9-10 pld.	unseg, 23-25 ss, 28-29 pl.
	Epipodito	Reduzido, Liso	Reduzido, Liso	Reduzido, 2 ss
Abdome	Somitos	6, nº médio de grânulos	6, nº médio de grânulos	6, nº baixo de grânulos
	Cerdas	2 ss (6°)	0,0,2,0,2,2 ss	11 ss (6°)
Telso	Cerdas	18 ss (post marg)	7 ss (post marg)	8 ss (surf), 9 ss (post marg)

Tabela 2 - Segunda parte da tabela comparativa entre juvenis leucosídeos.

Subfamília		Ebaliinae Stimpson, 1871	Ebaliinae Stimpson, 1871	Ebaliinae Stimpson, 1871	Ebaliinae Stimpson, 1871
Autores da descrição			Krishnan 1990	Quintana, Rodolfo 1986	Quintana, Rodolfo 1986
Espécie		<i>Ebalia stimpsonii</i>	<i>Philyra globosa</i>	<i>Nucia laminata</i>	<i>Arcania undecimspinosa</i>
Nomeada por		A. Milne-Edwards, 1880	(Fabricius, 1888)	(Doflein, 1904)	De Haan, 1841
Local		Ubatuba, Brasil	Parangipettai, Índia	Baía Tosa, Japão	Baía Tosa, Japão
Tamanho da Carapaça	Largura	2 mm	1,38 mm	1,82 mm	1,75 mm
	Comprimento	2,125 mm	1,56 mm	1,54 mm	1,72 mm
Cor		amarelo claro	laranja	n/d	n/d
Estrutura					
Carapaça	Espinhas obtusas	ausente	ausente	ausente	3 post marg, 8 lat marg
	Espinhas agudas	ausente	marg apenas	ausente	esparso, concentrado marg
	Grânulos	curtos; baixa concentração	pequenos espinhos marg	pequenos,	concentrados marg
	Cerdas	ausente	post marg	curtas esparsas	curtas esparsas
Antêntula	Pedúnculo	3 seg: 6,0,0 pl; 4,1,5 ss	3 seg: 0,3,0 pl	n/d	3 seg: 7,1,4 pld
	Flagelo interno	2 seg: 0,5 ss	unseg: 3 ss	unseg: 5 ss	unseg: 5 ss
	Flagelo externo	6 seg: 0,6,5-6,3-4,0,0 ae 0,0,2,0,4,2 ss	4 seg: 0,5,3,1 ae; 0,0,0,1 pl	0,0,1,0,2 ss 0,4,4,4,0 ae	4 seg: 0,6,6,4 ae (m) 0,0,2,2 pld
Antena	Pedúnculo	1 ss	4 seg	spr diminuto, 1 pld	1 pld
	Flagelo	4 seg: 0,0,0,2	4 seg: 0,0,0,2 pl	4 seg: 0,0,0,3 longas ss	2 seg: 0,0,0,2 ss
Mandíbula	Palpo	3 seg: 0,0,12 pld; 0,2,4 pl	not drawn	2 seg: 1,4 ct; 0,1,0 pl	2 seg: 2,20
Maxílula	Endito Coxal	6 ct, 3 ss + 1 ss na base	4 pld	10 ct	11 ?s
	Endito Basal	19-23 ct, 2 pl, 2 ss	5 ct, 8 pld	22-23 ct	28 ?s
	Endopodito	rudimentar	Undeveloped	rudimentar	curto, 3 pl
Maxila	Endito Coxal	2 lobos, Liso	ausente	n/d	2 lobos, 1 pl *
	Endito Basal	7-8 ss	4 pld	n/d	8 ?s
	Endopodito	unseg, Liso	Liso	n/d	unilobada, 3 pl*
	Escafognatito	100-106 pl (marg); 13 ss (surf)	45 pl (marg), 9 (surf)	n/d	115-117 ?s
Primeiro Maxilípede	Endito Coxal	15-18 pl	3 pld	n/d	17 pl *
	Endito Basal	53-55 pl	14 pld	n/d	47 pl *
	Endopodito	unseg, 12 ss, 23-25 pl	6 pl, 2 ss	n/d	38 ?s *
	Exopodito	2 seg: 5,0 pl; 0,2 ss + 3 pl, 2 ss na base	2 seg: 0,4 pl	n/d	2 seg: 4,4 ?s * + 7 ?s na base
	Epipodito	18-22 ss	3 pld	n/d	4 pld prox, 26-27 ?s dis
Segundo Maxilípede	Protopodito	Liso	n/d	n/d	1 ?s *
	Endopodito	5 seg: 5,7,4,0,0 pl, 2 ss (2°, 3°), 0,0,0,18,12 ct.	4 seg: 0,0,2,5 pld	n/d	5 seg: 2,12,4,14,9 ?s *
	Exopodito	2 seg: 4 pl + 3 ss (prox) 3 ss (dis)	2 seg: 0,4 pl	n/d	2 seg: 6,3 ?s *
	Epipodito	Reduzido	n/d	n/d	ausente
Terceiro Maxilípede	Protopodito	5-7 pl	7 pld	n/d	7 pl, 6 ss, 2 spr *
	Endopodito	5 seg: 1 pl (prox, 2°), 12,6,7,1,2 ss, 9,9 ct (4°, 5°)	5 seg: 11,5,4,2,4 pl	n/d	5 seg: 21,5,4,7,13 ?s * 20,22,0,0,0 spr *
	Exopodito	unseg, 5 ss, 16 pl 7 ss curtas	unilobada: 27 pl	n/d	unseg: 20 ?s 32 spr
	Epipodito	Reduzido, Liso	7 pld	n/d	projeção curta, aguda
	Abdome	Somitos	6, nº alto de grânulos	5 S	6 S: gra espalhados
	Cerdas	ausente	múltiplas ss (surf)	e cerdas	0,4,2,2,4,2 ss
Telso	Cerdas	6 ss (post marg)	3 pl post marg	3 pl (dis marg)	4 ?s (surf), 8 ?s (post marg)*

Tabela 3 - Terceira parte da tabela comparativa entre juvenis leucosídeos.

Subfamília		Ebaliinae Stimpson, 1871	Ebaliinae Stimpson, 1871	Leucosiinae Samouelle, 1819
Autores da descrição		Quintana, Rodolfo 1986	Quintana, Rodolfo 1986	Quintana, Rodolfo 1984
Espécie		<i>Myra coalita</i>	<i>Philyra platycheira</i>	<i>Leucosia craniolaris</i>
Nomeada por		Hilgendorf, 1978	De Haan, 1841	(Linnaeus, 1758)
Local		Baía Tosa, Japão	Baía Tosa, Japão	Baía Tosa, Japão
Tamanho da Carapaça	Largura	2,88 mm	1,30 mm	2,0 mm
	Comprimento	3,51 mm	1,35 mm	2,1 mm
Cor		n/d	n/d	branco (carapaça)
Estrutura				
Carapaça	Espinhas obtusas	3 post marg	3 post marg, 6 lat marg	ausente
	Espinhas agudas	marg anterolateral	ausente	ausente
	Grânulos	marg, reg cardíaca	marg, dors	ausente
	Cerdas	uniformemente esparsas	sparsely covered	ausente
Antênula	Pedúnculo	3 seg: 7,2,3	3 seg: 7,0,0 pl*	3 seg: 7,2,1 s*
	Flagelo interno	unseg: 7 ss	unseg: 4 ss*	2 seg: 0,4 s*
	Flagelo externo	4 seg: 0,8,4,4 ae (m)* 0,0,2,1 ?s	4 seg: 0,3,3,0 ae 0,0,0,3 ss	4 seg: 0,3,3,0 ae* 0,1,0,2 ss*
Antena	Pedúnculo	gra esparsos, 4 ?s	1 ss, 1 gra	Liso
	Flagelo	8 seg: 2,3,0,0,1,1,2	6 seg: 0,0,0,0,0,2	4 seg: 0,0,0,2 ss*
Mandíbula	Palpo	2 seg: 4,19	2 seg: 0,8	2 seg: 0,11 pl
Maxílula	Endito Coxal	10 ?s	6 ?s	7 ?s + 1 ?s na base
	Endito Basal	25 ?s	14 ?s	16 ?s
	Endopodito	curto, 2 pld	indistinto, 1 pl *	rudimentar, liso
Maxila	Endito Coxal	unilobada, 1 ss*	2 lobos, 5 ?s*	unilobada, liso*
	Endito Basal	13 ?s	6 ?s	5 ?s
	Endopodito	unilobada, 2 pl*	unilobada	Reduzido
	Escafognatito	124 ?s	58 ?s	85 ?s (marg), 6 (surf)*
Primeiro Maxilípede	Endito Coxal	27 ?s*	12 s	16 s
	Endito Basal	64 ?s *	26 pld	31 s
	Endopodito	60 ?s *	15 s	27 s*
	Exopodito	3 seg: 8,0,3 ?s * + 2 ?s* na base	curto, 1 pld	curto, unseg 1 s
Segundo Maxilípede	Epipodito	3 ?s prox, 33-35 ?s dis	1 s prox, 10-11 s dis	3 s prox, 32 ?s dis
	Protopodito	5 ?s*	Liso	Liso
	Endopodito	5 seg: 5,23,6,18,13 ?s	5 seg: 0,0,1,5,5 s	5 seg: 4,5,2,8,5 s
	Exopodito	2 seg: 30,3 ?s*	Reduzido, unseg, 2 s	unseg: 5 ss, 2 pld*
Terceiro Maxilípede	Epipodito	ausente	ausente	n/d
	Protopodito	26 ss*	6 s*	n/d
	Endopodito	5 seg: 46,30,3,9,10 ?s*	5 seg: 31,14,1,1,6 s*	n/d figura de baixa qualidade cerdas apenas marg*
	Exopodito	unseg: 97 ss*	unseg: 42 s*, 8 gra	n/d
Abdome	Epipodito	muito reduzido, fino, 1 ss	* não desenhado	n/d
	Somitos	6 S	6 S	6 S*
Telso	Cerdas	2 pl (6º seg)*	0,10,2,2,2,2 ss; 0,2,2,2,2,2 gr	ausente
	Cerdas	8 ss (surf), 9 pl (post marg)*	2 ss (surf), 3 (post marg)	ausente

Tabela 4 – Quarta parte da tabela comparativa, com juvenis de Dorippidae, Grapsidae e Ocypodidae.

	Family Dorippidae	Family Dorippidae	Family Dorippidae	Grapsidae	Ocypodidae
Autores	Quintana, Rodolfo 1987	Quintana, Rodolfo 1987	Quintana, Rodolfo 1987	Rieger & Beltrão, 2000	Hirose, 2010
Espécie	<i>Dorippe frascone</i>	<i>Nobilium japonicum</i>	<i>Paradorippe granulata</i>	<i>Cyrtograpsus angulatus</i>	<i>Uca cumulanta</i>
Nomeada por	(Herbst, 1785)	(Von Siebold, 1824)	(De Haan, 1841)	Dana, 1851	Crane, 1943
Local	Tosa Bay, Japan	Tosa Bay, Japan	Tosa Bay, Japan	Rio Grande, Brazil	Paraty, Brazil
CW	3,53 mm	3,88 mm	4,64 mm	1 mm	1,325 mm
CL	3,79 mm	3,94 mm	4,54 mm	0,9 mm	1,25 mm
Estrutura					
Carapaça	ausente	ausente	ausente	ausente	ausente
	diminutos (marg)	ausente	múltiplos, pequenos (marg)	4 agudos (ant, med marg)	2 grandes, agudos (ant)
	2: regiões gástrica e cardíaca	ausente	ausente	ausente	lat marg
	esparças, concentr marg	ant marg	esparças (surf)	múltiplas ss e pl	múltiplas
Antênula	3 seg: 0,2,3 ss; 11,0,0 pl	3 seg: 0,6,4 ?s*	3 seg: 19-21,5,5 ?s	3 seg: 0,3,2 ss	3 seg: 4,2,0 ss; 17,0,0 pl
	3 seg: 0,1,8 ?s	3 seg: 0,4,8-9 ?s	3 seg: 0,3,9 ?s*	2 seg: 0,3-4 ss	unseg: 1 ss
	6 seg: 0,12,10,8,5,0 ae	6 seg: 0,8,6,8,4,0 ae*	6 seg: 0,9,9,8,5,0 ae	4 seg: 0,3-5,4-6,4-5 ae	unseg: 7 ae, 1 ss
	0,0,1,1,0,4 ss*	0,0,0,1,0,4 ss*	0,0,0,2,0,3 ss*	1 ss (3º)	
Antena	3 seg: 18,12,21 ss	3 seg: 8,5,11 ?s	3 seg: 20,12,28 ?s, 8,5,0 spr*	3 seg: 4,2,2 ss	3 seg: 2,1,1 ss; 3,1,0 pl
	16 seg: 53 ss (total)*	19 seg: 77 ss (total)*	10 seg: 38 ?s (total)*	7 seg: 0,0,4,2,5,3,3 ?s	6 seg: 0,0,3,0,3,3 ss; 1 pl (5º)
Mandíbula	3 seg: 0,0,15 ct*	3 seg: 0,0,14 ?s	3 seg: 0,0,16-17 ?s	3 seg: 0,0,9-13 pl	3 seg: 0,3,8 pl
Maxílula	18-19 ?s + 1 ?s na base	17 ?s	16-17 ?s	24 ?s + 2 ?s na base	9 + 4 (base) ser, 18 pld, 24 srl
	40 ?s	35 ?s	30-32 ?s	25-30 ?s	2 ss, 3 pl, 1 pld, 6 ser
	2 seg: 6,2 ?s	2 seg: 2,2 ?s	2 seg: 2,2 ?s	2 seg: 2,6 ss	2 seg: 2 ss, 1 pl (2º)
Maxila	3-4 ?s	2 ?s	2 ?s	2 lobes: 18-19,7 ?s	2 lobes: 3 ss, 3 ser, 21 srl
	2 lobes: 17,13 ?s *	19-21 ?s	23 ?s	2 lobes: 10-13, 12-14 ?s	2 lobes: 22ss, 4pl, 2ser, 21srl
	4 ?s (bas), 6 ?s (dis)	3 ?s (bas), 3 ?s (dis)	3 ?s (bas), 2-3 ?s (dis)	2 pl	1 ss
Primeiro Maxilípede	148-150 ?s	numerous	225-227 ?s	57-64 pl (marg), 10-12 ss (surf)	53 pl (marg), 13 ss (surf)
	17 ?s*	36-40 ?s*	36-40 ?s*	19-21 ?s	14 ss, 23 pl, 1 ser
	37 ?s*	44 ?s*	54-58 ?s*	18-23 ?s	26 ss, 11 pl, 4 pld, 5 ser
	88-92 ?s*	83-86 ?s	128 ?s*	3-8 ss, 1pl (dis), 3 pl (marg)	unseg: 5 ss, 27 pl, 3 ser
	2 seg: 7,10 ?s*	2 seg: 10,0 ss, 0,12 pl* + 3 ?s na base	2 seg: 17,0 ss; 0,12 pl*	2 seg: 5,5 ?s* + 1 ?s na base	2 seg: 4,4 pl
Segundo Maxilípede	5 ?s (prox), 20 ?s (dis)*	5 pl (prox), 26-27 ss (dis)	5 ?s (prox), 13 ?s (dis)*	17-21 ?s	22 srl
	9 ?s	10 ss, 9 pl*	7 pl*	1 ?s*	3 pl
	5 seg: 1,6,2,12,9 ?s	5 seg: 2,8,4,14,10 ?s	5 seg: 1,9,2,13,10 ?s*	5 seg: 2,3-4,1,5-9,10-14 ?s	5 seg: 0,7,1,2,0 ss; 3,14,2,3,0 pl 0,4,0,1,6 ser; 4,3 pld (4º,5º)
	2 seg: 4,14 ?s	2 seg: 7,0 ss, 3-4,10-11 pl	2 seg: 19,12 pl; 2,0 ss*	2 seg: 15,5 ?s	2 seg: 2,1 ss; 8,4 pl; 1,0 ct
Terceiro Maxilípede	10 ?s	7-8 ?s	8-9 ?s	3-5 ?s	rudimentar
	18 ?s	25 ?s	23 ?s, 10 gra*	n/d	3 pl
	5 seg: 87,20,24-27,22-25,14 ?s	5 seg: 108,25,21,14,14 ?s 0,12,12,0,0 granules*	5 seg: 92,36,17,35,11 ?s* 0,11,11,0,0 granules*	5 seg: 25-31,15-17,8-10,10,11 ?s	5 seg*: 3,0,0,1,2 ss; 45,14,11,2,0 pl; 0,0,0,2,5 ser
	unseg, 13 ?s	31 ?s*	25 ?s, 20 gra	2 seg: 17,5 ?s	2 seg: 12,7 pl
	38-40 ?s	50-53 ?s	41-43 ?s	40-48 pl (prox), 49-54 ss (dis)	múltiplas (prox), 13 ss, 8 pl
Abdome	6 somitos dorsais e laterais	6 somitos dorsais e laterais	6, pequenos grãos	6 somitos	6 somitos
Telso	2 ?s (surf), 12 ?s (marg)	3 ?s (surf), 23 ?s (marg)*	9 ?s (surf), 39 pl (marg)*	8 ?s (surf); 12 ss, 6 pl (marg)*	11 ss (marg)*

Dorippidae é uma família que ainda não possui representantes na costa brasileira. A forma geral do corpo dos Dorippidae exibiu algumas diferenças em relação às espécies do presente estudo. As carapaças são maiores, com LC que varia entre 3,53 e 4,64 mm, e têm formato de tulipa, com a frente bilobada. Os lóbulos entretanto são pontiagudos, assim como o espinho orbital externo e há somente um sulco pós-orbital muito pequeno de cada lado. Apenas a espécie *Dorippe frascone* apresenta grânulos,

porém são somente dois. Os quelípodos são menores que a carapaça e as antenas são bastante longas (10, 16 e 19 segmentos). Segundo e terceiro pereópodos medem, aproximadamente, o triplo do comprimento da carapaça. Quarto e quinto pereópodos reduzidos, na posição sub-dorsal e frequentemente flexionados. Epipodito do 2º maxilípede desenvolvido, com 7 ou mais cerdas na região distal. Exopodito do 3º maxilípede reduzido, epipodito também desenvolvido e com a região proximal alongada, com muitas cerdas aglomeradas, lembrando uma escova.

O primeiro juvenil de *Cyrtograpsus angulatus* (Grapsidae) tem uma carapaça quadrangular com dois pares de espinhos, sendo um par situado na região ântero-lateral e um par na região mediana; cerdas distribuídas por toda carapaça; quelípodos pequenos e pereópodos longos. Em relação aos leucosídeos deste estudo, possuem antena mais longa e segmentada, endopodito e enditos coxal e basal da maxila mais desenvolvidos e setosos, endopodito da maxílula bi-segmentado, epipodito do 2º maxilípede um pouco mais desenvolvido, com 3 cerdas, epipodito do 3º maxilípede bastante desenvolvido, com muitas cerdas proximais e distais.

O primeiro juvenil de *Uca cumulanta* (Ocypodidae) apresentou carapaça convexa dorsalmente, um pouco menos quadrangular na visão geral e com diminutos grânulos por toda a margem. Quelípodos também são pequenos, porém o restante dos pereópodos se assemelham um pouco mais aos dos leucosídeos. Há apenas um segmento no flagelo externo da antênula, o que a diferencia inclusive do juvenil do caranguejo grapsídeo, que de acordo com Ahyong *et al.* (2007), integra a família mais aparentada com Ocypodidae. Os apêndices: maxílula, maxila e 3º maxilípede de *U. cumulanta* também são bem desenvolvidos, porém o 2º maxilípede apresenta um epipodito rudimentar assim como em Leucosiidae.

Dada a escassez de trabalhos morfológicos sobre juvenis em Decapoda, talvez um maior número descrições sejam necessárias para que haja um maior esclarecimento sobre as relações filogenéticas dentro da família Leucosiidae e desta com outras famílias de braquiúros. Todas as características morfológicas e comparações estudadas neste trabalho podem ser de utilidade para pesquisadores que estudam aspectos ecológicos ou evolutivos da fauna marinha do Atlântico Sul.

## 1.6 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AHYONG, S. T., LAI, J. C., SHARKEY, D., COLGAN, D. J., & NG, P. K. 2007. Phylogenetics of the brachyuran crabs (Crustacea: Decapoda): The status of Podotremata based on small subunit nuclear ribosomal RNA. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 45(2): 576-586.
- AIKAWA, H. 1929. On larval forms of some Brachyura. *Records of Oceanographic Works of Japan*, 2: 17-55
- ANGER, K. 2001. The Biology of Decapod Crustacean Larvae. *Crustacean Issues*, 14: 1-420
- BARTILOTTI, C., GONZALEZ-GORDILLO, J. I., SANTOS, A. 2009. Complete larval development of the crab *Ilia nucleus* (Linnaeus, 1758) (Decapoda: Brachyura: Leucosiidae) reared under laboratory conditions. *Scientia Marina*, 73: 551-562.
- BERTINI, G., FRANSOZO, A., COSTA, R. C. 2001. Ecological distribution of three species of *Persephona* (Brachyura: Leucosiidae) in the Ubatuba region, São Paulo, Brazil. *Nauplius*, 9(1): 31-42.
- BERTINI, G., FRANSOZO, A. 2004. Bathymetric distribution of brachyuran (Crustacea, Decapoda) communities in the coastal soft bottom of southeastern Brazil. *Marine Ecology Progress Series*, 279: 193-200.
- BERTINI, G.; FRANSOZO, A. & MELO, G. A. S. 2004. Biodiversity of brachyuran crabs (Crustacea: Decapoda) from non-consolidated sublittoral bottom in the northern coast of São Paulo State, Brazil. *Biodiversity and Conservation*, 13: 2185-2207.
- BOWMAN, T. E.; ABELE, L. G. 1982. Classification of recent Crustacea. In: *The Biology of Crustacea*. 1: 1-25.
- BRAGA, A. A.; FRANSOZO, A.; BERTINI, G. AND FUMIS, P. B. 2005. Composição e abundância dos caranguejos (Decapoda, Brachyura) nas regiões de Ubatuba e Caraguatatuba, litoral norte paulista, Brasil. *Biota Neotropica*, 5(2): 45-78.
- BRÖSING, A., RICHTER, S., & SCHOLTZ, G. 2007. Phylogenetic analysis of the Brachyura (Crustacea, Decapoda) based on characters of the foregut with establishment of a new taxon. *Journal of Zoological Systematics and Evolutionary Research*, 45(1): 20-32.
- CHHAPGAR, B.F. 1955. On the life history of *Philyra globosa* (Fabricius) (Decapoda: Brachyura). *Records of the Indian Museum*, 53: 87-92.
- CLARK, P.F., CALAZANS, D.D. & POHLE, G. 1998. Accuracy and standardization of Brachyuran larval descriptions. *Invertebrate Reproduction and Development*, 33(2,3): 127-144.
- COELHO, P. A. & RAMOS-PORTO, M. 1986. Sinopse dos crustáceos decápodos brasileiros (família Dorippidae e Leucosiidae). *Caderno Ômega Série Ciências Aquáticas*, 2: 67-77.

- COELHO, P. A. & TORRES, M. F. A. 1980. Zoogeografia marinha do Brasil. II – Considerações ecológicas e biogeográficas sobre a família Leucosiidae (Decapoda, Brachyura). *Revista Nordestina de Biologia*, 3: 63-73.
- DE GRAVE, S., N. D. PENTCHEFF, S. T. AHYONG, T.-Y. CHAN, K. A. CRANDALL, P. C. DWORSCHAK, D. L. FELDER, R. M. FELDMANN, C. H. J. M. FRANSEN, L. Y. D. GOULDING, R. LEMAITRE, M. E. Y. LOW, J. W. MARTIN, P. K. L. NG, C. E. SCHWEITZER, S. H. TAN, D. TSHUDY & R. WETZER, 2009. A classification of living and fossil genera of decapod crustaceans. *Raffles Bulletin of Zoology, Supplement*. 21: 1-109
- FRANSOZO, A.; NEGREIROS-FRANSOZO, M. L.; MANTELATTO, F. L. M.; PINHEIRO, M. A. A. & SANTOS, S. 1992. Composição e distribuição dos Brachyura (Crustacea, Decapoda) do sublitoral não consolidado na Enseada da Fortaleza, Ubatuba, SP. *Revista Brasileira de Biologia*, 52(4): 667-675.
- FRANSOZO, A. & BERTINI, G. 2002. The first zoeal stage of *Lithadia rotundata* A. Milne Edwards, 1880 (Brachyura: Leucosiidae: Ebalinae) obtained in the laboratory. *Nauplius*, 10(1): 55–59.
- FRIEDRICH, H. 1969. *Marine biology: an introduction to its problems and results*. London. Sidgwick & Jackson. 1ª Ed. 474p.
- GARM, A. 2004. Revising the definition of the crustacean seta and setal classification systems based on examinations of the mouthpart setae of seven species of decapods. *Zoological journal of the Linnean society*. 142: 233-255.
- GHORY, F.S. & SIDDIQUI, F.A. 2008. Description of Leucosiidae (Crustacea: Brachyura) Larval Stages Collected from the Manora Channel, Pakistan, During 1993-1995. *Pakistan Journal of Zoology*, 40(5): 353–363.
- HASHMI, S.S. 1970. The larval development of *Philyra corallicola* (Alcock) under laboratory conditions (Brachyura, Decapoda). *Pakistan Journal of Zoology*, 2(2): 219–233.
- HEBLING, N. J.; MANTELATTO, F. L. M.; NEGREIROS-FRANSOZO, M. L. & FRANSOZO, A. 1994. Levantamento e distribuição de brachiúros e anomuros (Crustacea, Decapoda) dos sedimentos sublitorais da região da Ilha Anchieta, Ubatuba (SP). *Boletim do Instituto de Pesca*, 21: 1-9
- HEEGAARD, P. 1963. Decapod larvae from the Gulf of Napoli hatched in captivity. *Videnskabelige Meddelelser fra Dansk Naturhistorisk Forening i Kjøbenhavn*, 125: 449–493.
- HIROSE, G. L., BOLLA JR, E. A., NEGREIROS-FRANSOZO, M. L., 2010. Post-larval morphology, growth, and development of *Uca cumulanta* Crane, 1943 (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae) under laboratory conditions. *Invertebrate Reproduction and Development*, 54(2): 95–109.
- HIROSE, G. L., GREGATI, R. A., FRANSOZO, A., NEGREIROS-FRANSOZO, M. L., 2012. Morphological and morphometric comparisons of the first zoea of four species of purse crabs (Decapoda: Brachyura: Leucosiidae) from the Brazilian South Atlantic. *Zootaxa*. 3167: 17-31.

- KO, H.S. 2000. Larval development of *Philyra platychira* (Decapoda: Leucosiidae) reared in the laboratory. *Journal of Crustacean Biology*, 20(2): 309–319.
- KO, H.S. 2001. Zoeal stages of *Philyra kanekoi* Sakai, 1934 (Crustacean: Decapoda: Leucosiidae) reared in the laboratory. *Korean Journal of Biological Sciences*, 5: 275–281.
- KRISHNAN, T. & KANNUPANDI, T. 1990. Larval and post larval development of the purse crab *Philyra globosa* (Fabricius, 1888) (Decapoda: Brachyura: Leucosiidae) reared in the laboratory. *Hydrobiologia*, 190: 171–182.
- LEBOUR, M.V. 1928a. Studies of Plymouth Brachyura. II. The larval stages of *Ebalia* and *Pinnotheres*. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 15: 109–122.
- LEBOUR, M.V. 1928b. The larval stages of the Plymouth Brachyura. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 1928: 473–560.
- LINNAEUS, C. 1767. *Systema naturæ per regna tria naturæ, secundum classes, ordines, genera, species. Tom. I. Pars II. Editio duodecima, reformata*. Holmiae, Laurentii Salvii, 1327 pp.
- MANTELATTO, F. L. M. & FRASOZO, A. 2000. Brachyuran community in Ubatuba Bay, Northern Coast of São Paulo State, Brazil. *J. Shell. Res.*, 19(2): 701-709.
- MARTIN, J.W.; DAVIS, G.E. 2001. An updated classification of the recent Crustacea. *Natural History Museum of Los Angeles County. Science Series*, 39: 132.
- MELO, G. A. S. & TORRES, M. F. A. 1988a. Novo gênero da espécie de Leucosiidae (Decapoda, Brachyura) no litoral brasileiro. *Iheringia, Ser. Zool.*, 84: 129-132.
- MELO, G. A. S. & TORRES, M. F. A. 1988b. O gênero *Speloeophorus* (Decapoda, Brachyura, Leucosiidae) no litoral brasileiro, com descrição de uma nova espécie. *Iheringia, Ser. Zool.*, 84: 121-128.
- MELO, G. A. S.; VELOSO, V. G. & OLIVEIRA, M. C. 1989. A fauna de Brachyura (Crustacea, Decapoda) do litoral do Estado do Paraná. *Nerítica*, 4(1,2): 1-31.
- MELO, G.A.S. 1996. *Manual de Identificação dos Brachyura (Caranguejos e Siris) do Litoral Brasileiro*. Plêiade/FAPESP, São Paulo, 603p.
- MENON, M.K. 1937. Decapod larvae from the Madras plankton. *Bulletin of the Madras Government Museum*, 3(5): 1–56.
- NEGREIROS-FRANSOZO, M.L., FRANSOZO, A. & HEBLING, N.J. 1989. Larval development of *Persephona mediterranea* (Herbst, 1794) (Brachyura, Leucosiidae) under laboratory conditions. *Crustaceana*, 57(2): 177–193.
- NEGREIROS-FRANSOZO, M. L.; REIGADA, A. L. D. & FRANSOZO, A. 1992. Braquiúros (Crustacea, Decapoda) dos sedimentos sublitorais da Praia da Enseada, Ubatuba, SP. *Boletim do Instituto de Pesca*, 19: 17-22.
- NEGREIROS-FRANSOZO, M. L.; FRANSOZO, A.; GONZALES-GORDILLO, J. I.; BERTINI, G. 2002. First appraisal on releasing and reinvasion of decapod larvae in a subtropical estuary from Brazil. *Acta Limnol. Bras.*, 14(3): 87-94.

- NEGREIROS-FRANSOZO, M. L. & FRANSOZO, V. 2003. Morphometric study of the mud crab, *Panopeus austrobesus* Williams, 1983 (Decapoda, Brachyura) from a subtropical mangrove in South America. *Crustaceana*, 76(3): 281-294.
- NG, P.K.L., GUINOT, D. & DAVIE, P.J.F. 2008. Systema Brachyurorum: Part I. An annotated checklist of extant Brachyuran crabs of the world. *The Raffles Bulletin of Zoology*, 17: 1–286.
- POHLE, G., MANTELATTO, F. L. M., NEGREIROS-FRANSOZO, M. L., FRANSOZO, A. 1999. Larval Decapoda (Brachyura). In: Boltovskoy, D. (org.) *South Atlantic Zooplankton*. Leiden, Backhuys Publ. 1281-1351.
- QUINTANA, R. 1984. Observations on the early post-larval stages of *Leucosia craniolaris* (L., 1758) (Brachyura, Leucosiidae). *Reports of the Usa Marine Biological Institute*, 6: 7–21.
- QUINTANA, R. 1986a. On the early post-larval stages of some Leucosiid crabs from Tosa Bay, Japan (Decapoda: Brachyura: Leucosiidae). *Journal of the Faculty of Science*, 24(4): 227–266.
- QUINTANA, R. 1986b. The megalopal stage in the Leucosiidae (Decapoda, Brachyura). *Zoological Science*, 3: 533–542.
- RAJABAI, K.G. 1960. Studies on the larval development of Brachyura II. *Crustaceana*, 1(1): 1–8.
- RICE, A. L. 1980. The first zoeal stage of *Ebalia nux* A. Milne Edwards, 1883, with a discussion of the zoeal characters of Leucosiidae (Crustacea, Decapoda, Brachyura). *Journal of Natural History*, 14: 331–337.
- RIEGER, P. J. 1997. Desenvolvimento larval de *Uca* (Minuca) *mordax* (Smith, 1870) (Crustacea, Decapoda, Ocypodidae), em laboratório. *Trabalhos oceanográficos da Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro*, 25: 227-267.
- RIEGER, P.J. & BELTRÃO, R. 2000. Desenvolvimento juvenil de *Cyrtograpsus angulatus* Dana (Crustacea, Decapoda, Grapsidae), em laboratório. *Revista Brasileira de Zoologia*, 17(2): 405–420.
- SALMAN, S.D. 1982. Observations on the larvae of North European crabs of the genus *Ebalia* (Brachyura, Leucosiidae). *Crustaceana*, 42(3): 256–269.
- SANKOLLI, K.N. 1961. On the early larval stages of two Leucosiid crabs, *Philyra corallicola* Alcock and *Arcania septemspinosa* (Fabricius). *Journal of the Marine Biological Association of India*, 3(1,2): 87–91.
- SEBA, A. 1734. *Locupletissimi rerum naturalium thesauri accurata descriptio, et iconibus artificiosissimis expressio, per universam physices historiam*. Apud J. Wetstenium, & Gul. Smith, & Janssonio-Waesbergios.
- SHEN, C. J., 1935. An investigation of the post-larval development of the shore crab *Carcinus maenas*, with special reference to the external secondary sexual characters. *Proceedings of the Zoological Society of London*, 1: 1-33.
- SLABBER, M. 1778. *Natuurkundige verlustingen, behelzende microscopiese waarnemingen van in-en uitlandse water en land-dieren*. Bosch, 166 pp.

- TERADA, M. 1979. On the zoeal development of five species of the subfamilies Illinae and Leucosiinae (family Leucosiidae). *Researches on Crustacea*, 9: 27–42.
- TERADA, M. 1984. Larval forms of eight species of crabs (Philyrae and Leucosiinae). *Researches on Crustacea*, 14: 153–164.
- TUFAIL, M. & HASHMI, S.S. 1964. Comparative study of the zoea of the sand crab, *Philyra corallicola*, *Philyra globosa* and a description of the first zoea of *Leucosia pubescens* (Decapoda, Crustacea). *Pakistan Journal of Scientific Research*, 8: 60–64.
- VENTURA, C. R. R.; PIRES, D. O. 2002. Ciclos de vida de Invertebrados Marinhos. In: Pereira, R. C.; Soares-Gomes, A. *Biologia Marinha*. Rio de Janeiro: Intelligência, p. 49-67.
- WICKSTEAD, J. H. 1976. Marine zooplankton. *Studies in Biology*. 62: 1-60.

**Capítulo 2 Proposta de padronização para descrições das formas iniciais do ciclo de vida em Decapoda, Crustacea**

## 2.1 Resumo

Descrições larvais têm sido importantes fontes de informação para estudos filogenéticos e para identificação de espécies planctônicas. Esta proposta constitui uma síntese de informações e instruções úteis para aqueles que desejam trabalhar nesta atividade. Serão apresentados os tipos de larvas conhecidas e as cerdas mais comumente encontradas. Sugere-se aqui a padronização da nomenclatura dos estágios iniciais de desenvolvimento em Decapoda, igualmente para todos os táxons, simplificada para: nauplius, zoea, decapodito e juvenil. Propõe-se também abreviações para serem usadas em tabelas comparativas. Este estudo é dirigido para estudiosos do desenvolvimento pós-embrionário e planctologistas.

Palavras-chave: larva, desenvolvimento pós-embrionário, Decapoda

### Abstract

Larval descriptions have been important sources of information for phylogenetic studies and for the identification of planctonic species. This proposal is a synthesis of useful information and instructions for those who wish to endeavor in this activity. Known types of larvae and the most commonly found setae are presented here. It is also suggested a standardization of the terminology that describes the initial stages of development in Decapoda, simplifying it into nauplius, zoea, decapodid and juvenile, so that it can be equally applied to all taxa. This study is intended for post-embryonic development scholarly and planktologists.

Key words: larva, post-embryonic development, Decapoda

## 2.2 Introdução

As larvas fazem parte do desenvolvimento de grande parte dos animais marinhos. De acordo com Strathmann (1993), pelo menos 15 filos atuais são conhecidos por exibir uma forma larval, tornando bastante complexos seus ciclos de vida. Larvas se diferenciam do período embrionário precedente por desenvolverem estruturas distintas, especializadas para locomoção ou alimentação; se diferenciam ainda mais das subsequentes formas juvenis, pela perda destas estruturas larvais e uma intensa reorganização na metamorfose.

O valor taxonômico dos caracteres larvais é há muito tempo reconhecido. Por exemplo em 1859, quando Darwin concluiu que as larvas nauplius das cracas as permitem ser classificadas no grupo dos crustáceos. Adicionalmente, as relações filogenéticas de alguns parasitas foram deduzidas quase que inteiramente a partir de caracteres larvais, como os cirripédios Rhizocephala.

Darwin se referia às larvas como ‘embriões ativos’, dizendo, “*À medida que o estado embrionário de cada espécie e grupo de espécies parcialmente nos demonstra as estruturas de seus menos modificados ancestrais, podemos ver claramente o porquê de formas de vida primitivas e extintas devem ser semelhantes aos embriões de seus descendentes – nossas espécies atuais*” (Darwin 1859: 449). Baseado nisso, Haeckel (1866) criou sua ‘lei biogenética’, também conhecida como a ‘teoria da recapitulação’. Ela supõe que larvas representam adultos ancestrais, ontogenia é uma rápida recapitulação da filogenia e inovações evolutivas de grandes proporções são confinadas aos adultos.

Isto implica que adultos habitantes do mesmo ecossistema são bastante suscetíveis a convergências adaptativas, tornando-se morfologicamente semelhantes independentemente se são diretamente aparentados ou não. Daí a importância das larvas e seus caracteres plesiomórficos como base no estudo de relações filogenéticas, ou também aos estudos que discutem a evolução do desenvolvimento larval. Ainda hoje se debate as origens larvais, que dividem pesquisadores entre duas teorias, a de um ancestral comum que foi pouco a pouco diferenciando a sua fase pós-embrionária de sua fase adulta e a teoria defendida há muito tempo por Williamson (2012), chamada teoria da transferência larval. Ele sugere que, ao invés de evoluírem das mesmas linhagens dos adultos a elas associados, as larvas eram formas adultas de outro táxon que se

transferiram via hibridização. Esta última bastante contestada (ver Švácha 1992; Hart 1996; Minelli 2003).

O estudo da biologia das larvas é um ramo crescente entre grupos de pesquisa sobre crustáceos. Este crescimento recente foi facilitado, principalmente, pelo acesso a melhores equipamentos em seus laboratórios. Clark *et al.* (1998) observaram que muitos grupos de pesquisa investiram em sistemas de cultivo e o trabalho deles elucidou com detalhes algumas técnicas de criação de larvas. Com o passar do tempo outros trabalhos sobre o assunto foram feitos (Calado *et al.* 2003; Valenti *et al.* 2009). A criação traz algumas vantagens, como a identificação mais confiável da espécie, a obtenção de um maior número de estágios para estudos de crescimento e uma quantidade suficiente de espécimens para verificação dos caracteres descritos. Porém há também algumas dificuldades, como o esforço considerável despendido pelo pesquisador, uma dedicação com alta disponibilidade de tempo e suporte logístico às variáveis que influenciam o crescimento larval, além da exigência de habilidades que envolvem a dissecação de seres diminutos e as minúcias dos desenhos científicos.

A melhoria no padrão descritivo de formas iniciais de crustáceos começou a ser sugerida já há algum tempo com os trabalhos de Christiansen (1973) e Rice (1979), culminando com a detalhada proposta de Clark *et al.* (1998) para descrições larvais de Brachyura, que proporcionou um aumento no padrão de qualidade das descrições. Alguns anos antes (1980, 1983 e 1984), Clark já havia apontado a importância das cerdas no agrupamento de espécies de mesmo gênero. Sistemas de classificação desta estruturas das estruturas tegumentares que ornamentam as larvas e juvenis tem sido propostos por vários autores. Thomas (1970) foi o primeiro a descrever de maneira abrangente diferentes tipos de cerda em um crustáceo, utilizando indivíduos adultos de *Austropotamobius pallipes* (Astacidae de água doce). Em seguida, Fish (1972) e Farmer (1974) adaptaram o trabalho de Thomas para ser aplicado também a outros crustáceos. Posteriormente, Drach & Jacques (1977) desenvolveram um sistema de classificação bastante complexo. Pohle & Telford (1981) fizeram um estudo utilizando microscopia eletrônica (M.E.) em larvas de *Dissodactylus crinitichelis*, uma espécie de caranguejo Pinnotheridae. Watling (1989) sugeriu um sistema de classificação de cerdas e Garm (2004) fez uma revisão sobre os conhecimento de cerdas de crustáceos, além de apresentar uma classificação atualizada. Mais recentemente, Keiler & Richter (2011)

foram os últimos a utilizar a microscopia eletrônica para descrever cerdas e propor novas nomenclaturas.

O uso impróprio de modelos existentes ou nomenclaturas padronizadas para descrições larvais dificulta qualquer comparação entre os dados disponíveis na literatura. É necessário um critério para unificar todas as descrições, pois em muitos trabalhos certos caracteres não são percebidos ou são ignorados. Para que haja progresso nessa área, esta situação deve ser discutida.

A padronização objetiva de descrições larvais de Brachyura, feita por Clark *et al.* (1998), omitiu outros grupos de decápodos. Desde então, 16 anos se passaram e descrições mais recentes têm mostrado modos alternativos para apresentação das descrições larvais, além de descrições sobre a descoberta de novos tipos de cerdas.

Este estudo propõe uma padronização atualizada para descrições de estágios iniciais, que se aplique a todos Decapoda habitantes do Atlântico Sul-Occidental. Trata-se de uma tentativa para esboçar as variações para cada padrão e de revisar os tipos mais comuns de estruturas, processos e cerdas. A partir disso, propõe-se uma nomenclatura padronizada para dar assistência aos pesquisadores de morfologia de estágios iniciais e reduzir significativamente a terminologia desordenada desse tema. Além disso, guias para o processo descritivo e para as tabelas comparativas são sugeridos, assim como a ilustração de cada estrutura, processo e cerda, levando em consideração os desafios na criação em laboratório e na conservação.

### **2.3 Principais nomenclaturas para as formas pós-embrionárias em Decapoda** - baseadas principalmente nos trabalhos de Anger (2001 e 2006) e Harvey *et al.* (2002)

Em um grupo tão numeroso e diverso como Decapoda, é de se esperar que suas variadas trajetórias evolucionárias dificultem a consistência do enfoque dado às suas formas pós-embrionárias. O critério de nomenclatura utilizado ao longo do tempo é heterogêneo e gerou um número grande de termos diferentes (Minelli *et al.* 2013). Williamson (1969, 1982) listou cerca de 140 nomes que já foram propostos para as larvas e pós-larvas dos decápodes. Um número bastante exagerado se considerarmos que podemos simplificar a nomenclatura para apenas quatro: nauplius, zoea e decapodito para

as larvas e o juvenil, o qual antecede a fase adulta. Esta simples medida facilitaria futuros estudos sobre larvas (Figura 11).

Entretanto, para que sejam feitas comparações com as descrições existentes, se faz necessário conhecer os termos específicos das fases de desenvolvimento, portanto uma lista de nomes se faz necessária. Aqui serão definidos apenas alguns deles, os mais comumente encontrados na literatura.

Mas antes, há de se esclarecer a diferença entre os termos ‘fase’ e ‘estágio’. Clark *et al* (1998) estabelecem que zoea, decapodito, juvenil e adulto são exemplos de fases do desenvolvimento em Decapoda, as quais são caracterizadas por mudanças na estratégia de locomoção e de alimentação após uma ecdise. Essas mudanças são consequências de modificações morfológicas, na maioria das vezes bastante evidentes, e de uma reorganização interna que a acompanha (Felder *et al.* 1985). Essa mudança significativa é chamada de metamorfose e sempre precede o início de uma fase. Em alguns grupos, porém, as mudanças são mais graduais e requerem maior atenção na identificação. Em infraordens onde as larvas são tipicamente pelágicas e os adultos, bentônicos, as mudanças morfológicas são melhor definidas (Costlow 1968).

Um estágio, por outro lado, é tipicamente designado por números romanos, como por exemplo, Zoea I, Zoea II, Zoea III, etc. Uma fase pode conter vários estágios, os quais são separados por ecdises associadas a mudanças graduais, como o crescimento corporal e desenvolvimento de somitos e artículos. Porém condições ambientais desfavoráveis podem restringir a energia disponível para o crescimento e, após uma ecdise, é possível que não ocorra nenhuma mudança. Neste caso, o estágio pode ser descrito com acréscimo de letras, por exemplo, Zoea IV-a, Zoea IV-b.

Larva – forma inicial de vida livre que difere de estágios anteriores e posteriores em aspectos morfológicos, alimentares e locomotores. Estas diferenças são consequências das adaptações à vida planctônica e as permitem explorar outros recursos em relação aos adultos.

#### Fases iniciais do ciclo de vida em Decapoda

**Nauplius** (Figura 12-A1,A2– Primeira fase larval, comum a todos crustáceos, embora na maioria dos decápodos ocorre antes da eclosão. Tem como característica 3 pares de somitos, cobertos por uma delicada carapaça dorsal. Somitos torácicos estão

ausentes e a locomoção ocorre com uso dos três pares de apêndices cefálicos (antênulas, antenas e mandíbulas). Os outros apêndices cefálicos, maxílula e maxila, são ausentes ou rudimentares. Presença de um olho simples mediano. Em Decapoda, as nauplii de vida livre ocorrem apenas em Dendrobranchiata, com variação do número de estágios naupliares de 5 a 6 e todas são lecitotróficas.

**Orthonauplius** (Figura 12-A1) – forma nauplius recém-eclodida (apenas 3 pares de apêndices cefálicos), sem sinal de segmentação corporal.

**Metanauplius** (Figura 12-A2) – forma com mais de 3 somitos e subsequente à orthonauplius. Apêndices torácicos rudimentares posteriores às mandíbulas estão presentes, porém não são funcionais.

**Zoea** (Figura 12-B, C, F1, F2, G, H2, I, J, O1, P1, N1) – Difere da nauplius pela presença de apêndices torácicos funcionais e por, na maioria dos casos, apresentar olhos compostos. Apenas em Dendrobranchiata os olhos podem ainda ser rudimentares, no início da fase. Os apêndices cefálicos anteriores perdem a função locomotora (com exceção da protozoa) e passam a ser usados na percepção química e mecânica. As mandíbulas são especializadas em morder o alimento, auxiliada pelas maxílulas e maxillas, agora funcionais. A natação é realizada pelos exopoditos dos maxilípedes e dos pereópodos. Pleópodos ausentes (ou rudimentares).

**Prezoea** – A fase final do desenvolvimento embrionário, que, em algumas circunstâncias, pode eclodir prematuramente (Williamson 1982). Há muitos anos era considerada como um estágio de zoea, mas a prezoea não tem apêndices funcionais ou outros órgãos larvais, não se alimenta, realiza movimentos natatórios abruptos e dura apenas alguns minutos antes de sofrer muda para o próximo estágio. Termo em desuso.

**Protozoa** (Figura 12-B) – Forma larval que marca o início da fase de zoea em Dendrobranchiata apenas. Antênula e antena mantem as funções da fase naupliar, porém as mandíbulas já apresentam funções alimentares. No geral, todos os 5 pares de apêndices cefálicos são funcionais. Pertence à fase de zoea porque os toracópodes, geralmente primeiro e segundo maxilípedes, são funcionais (Williamson 1982). Olhos se tornam compostos durante esta fase. A locomoção consiste em um esforço combinado da antena e dos dois primeiros maxilípedes

Mysis (Figura 12-C) – Corresponde à uma fase subsequente à protozoa nos Dendrobranchiata, composta por estágios de zoea mais avançados, marcada pelos pereópodes bem desenvolvidos e a não-participação da antena na locomoção. Este termo também passou a ser utilizado em outros táxons de Decapoda, como o das lagostas queladas (Kaestner 1970, Factor 1995).

Metazoea – Um caso especial de zoea, morfologicamente mais avançado, que ocorre apenas em Anomura e Brachyura. É caracterizada por apêndices rudimentares posteriores aos maxilípedes ou por apresentarem mais de 2 pares de exopoditos torácicos funcionais (Gurney 1942, Kaestner 1970).

Elaphocaris (Figura 12-F1) – Equivalente à protozoa em camarões Sergestidae, a nomenclatura desta fase foi dada porque suas carapaças com espinhos proeminentes são diferenciadas. Termo em desuso.

Acanthosoma (Figura 12-F2) – Equivalente à mysis em camarões Sergestidae. Termo em desuso.

Phyllosoma (Figura 12-J) – Forma de zoea típica de Palinuridae e Scyllaridae. Apresenta uma forma incomum, sua carapaça tem formato e espessura de uma folha (Fig. 1-J). Além disso, pode atingir tamanhos relativamente grandes, de até 8 cm de comprimento (Robertson 1968). O número de estágios é variável, podendo durar de 3 meses a 2 anos (Booth & Phillips 1994).

**Decapodito** (Figura 12-D, F3, H1, K, L, M, N2, O2, P2) - A última fase larval de todos decápodos que ocorre após a zoea. Ela é caracterizada por pereópodos completamente desenvolvidos, que exibem exopoditos reduzidos (não-funcionais) e formação completa do telso (Thatje e Lovrich 2003). Os pleópodos são usados na natação e, na maioria das vezes, existe alternância entre ambiente pelágico e bentônico. Kaestner (1970) sugeriu o termo decapodito para designar esta fase comum a todos decápodos, substituindo assim o termo “pós-larva”. Este foi sugerido por Gurney (1942) e é inconsistente, pois esta fase ainda apresenta órgãos típicos larvais (por exemplo – os pleópodos natatórios em braquiuros e anomuros, os exopoditos natatórios nos pereópodes de Dendrobranchiata). Para se evitar confusões, decapodito é idealmente o termo a ser usado para descrever esta fase para todos decápodos, porém ainda hoje podemos encontrar outros nomes na literatura, listados a seguir.

“Pós-larva” (Figura 12-D) – Um conceito ambíguo, que se refere à fase decapodito principalmente em Dendrobranchiata e Caridea, os quais apresentam uma transição gradual entre os últimos estágios larvais e o primeiro estágio juvenil. O termo ainda não caiu em desuso, entretanto muitos autores (e.g. Harvey *et al.* 2002) sugerem enfaticamente que este deve ser evitado.

Parva (Figura 12-D) – A fase decapodito em Caridea (Waterman & Chase 1960).

Glaucothoe (Figura 12-N2) – A fase decapodito em Anomura. Termo em desuso.

Megalopa (Figura 12-O2) – A fase decapodito em Brachyura. Este termo também é usado para descrever o decapodito em Anomura e, menos frequentemente, para qualquer decápodo que usa os pleópodos para natação (Williamson 1982). Porém Felder *et al.* (1985) argumenta que este termo deve ser restrito aos braquiuros, como um sinônimo do decapodito proposto por Kaestner (1970).

Mastigopus (Figura 12-F3) – A fase decapodito em Sergestidae.

Naupliosoma (Figura 12-M) – Algumas larvas de Palinuridae e Scyllaridae eclodem com antenas bastante setosas que são usadas para nadar. Porém este estágio dura apenas alguns minutos antes da ecdise que dá a forma dos phyllosomas presentes nas outras lagostas (Harada 1958).

Pseudibacus ou Nisto (Figura 12-K) – A fase decapodito em Scyllaridae. Não há registro de alimentação durante esta fase.

Puerulus (Figura 12-L) – A fase decapodito em Palinuridae. Semelhante ao adulto, porém com uma carapaça transparente e descalcificada e pleópodos grandes com muitas cerdas. Não há registro de alimentação durante esta fase.

Eryoneicus (Figura 12-H1) – Qualquer decapodito planctônico de Polychelida com a carapaça inflada. Alguns autores, como Williamson & Rice (1996) também consideravam a fase anterior dos mesmos como zoea eryoneicus (Figura 12-H2). Termo em desuso.

Grimothea – Atribuído às larvas de uma única espécie de Anomura, *Munida gregaria*, distribuída por todo oceano Pacífico. Estas larvas, que correspondem ao decapodito, foram observadas por Matthews (1932) tanto no ambiente pelágico como no bentônico e originavam adultos de diferentes tamanhos e por isso pensou-se que se tratava de duas espécies diferentes.

Porém esse comportamento é comum entre decapoditos e aqueles que passam mais tempo no ambiente pelágico podem se desenvolver mais e reter alguns caracteres pelágicos na fase adulta (Zeldis 1985). Hoje este termo não é encontrado, mas foi aqui acrescentado para ilustrar a existência de tantas denominações e tipos larvais ao longo do tempo. Termo em desuso.

**Juvenil** – Fase caracterizada pela completa segmentação do abdome, pela presença de pleópodos e urópodos diferenciados (Dittrich 1987) e principalmente pelo início da fase bentônica de maneira permanente. Em Astacidea, não há formas larvais de vida livre. A eclosão origina um juvenil mini-adulto bentônico (Figura 12-E).

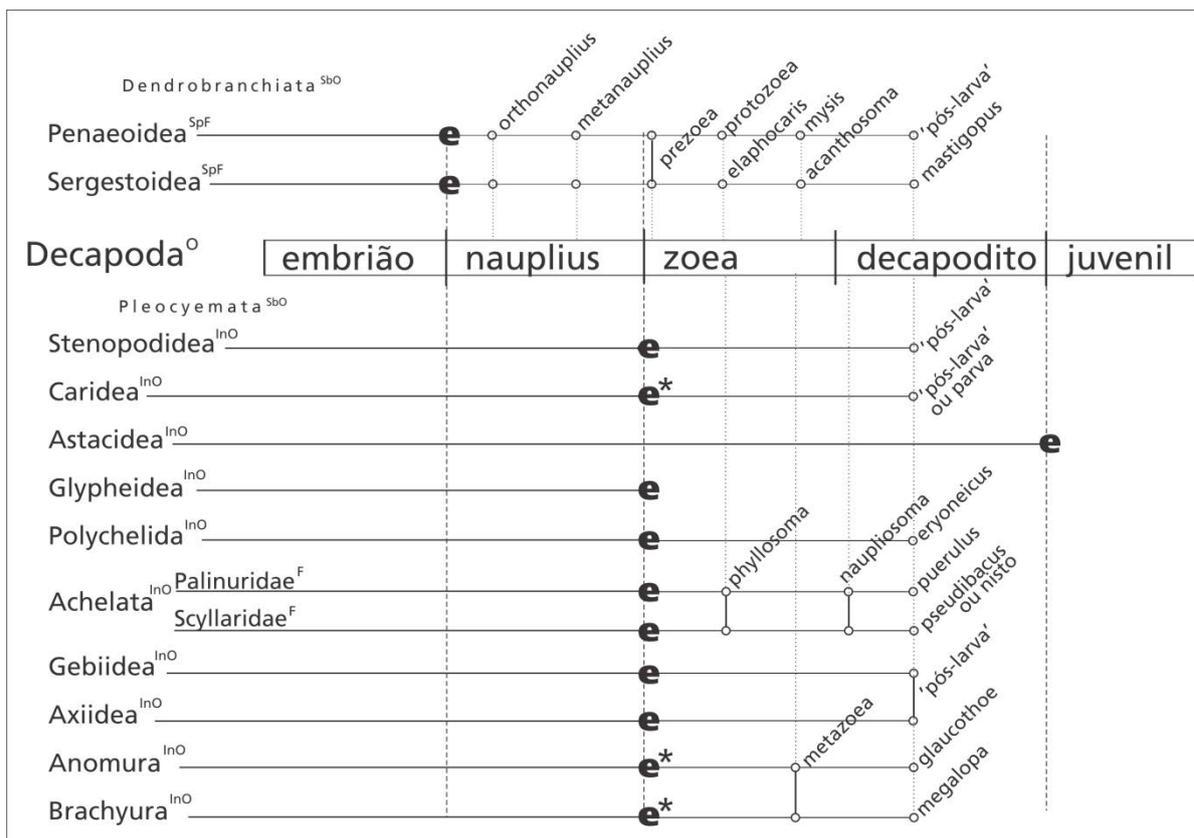


Figura 11 – Fases iniciais e suas denominações para diferentes grupos de Decapoda. Em destaque a nomenclatura sugerida como padrão para todos os táxons de Decapoda (e = eclosão; \* = Infraordem contém algumas espécies que eclodem como juvenis). Classificação de acordo com De Grave *et al.* (2009).

## 2.4 Identificação de larvas ilustradas

Caracteres / Apêndices típicos:

Nauplius – natação realizada por antênula, antena e mandíbula

Zoea - antênula, antena, mandíbula, maxílula, maxila, maxilipedes 1 e 2 desenvolvidos.

Decapodito – dotado de antênula, antena, mandíbula, maxílula, maxila, maxilipedes 1, 2 e 3, um par de quelípodos, 4 pares de pereópodos, 4 pares de pleópodos e um par de urópodos.

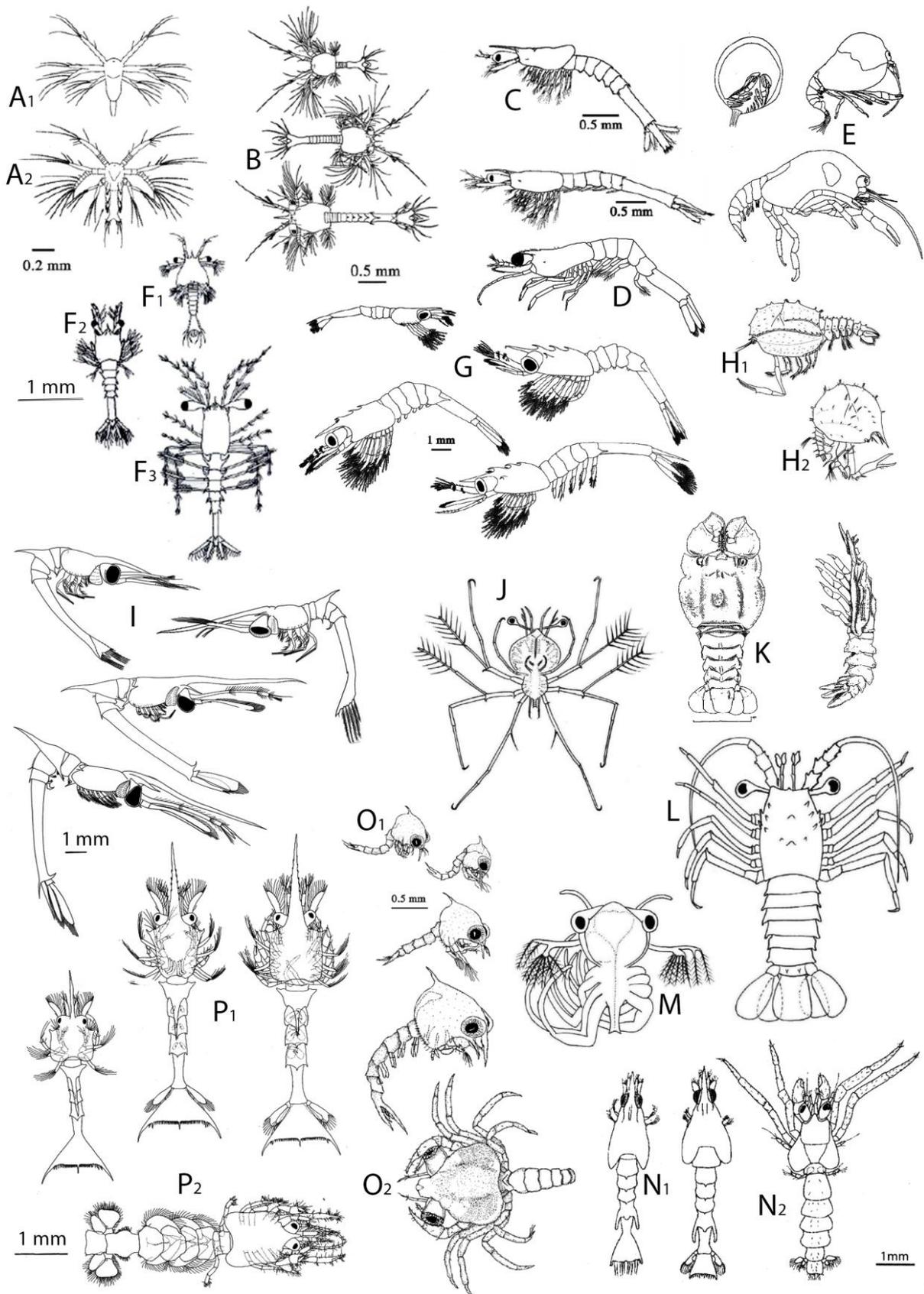


Figura 12: Estágios pós-embrionários em Decapoda. A1 – Orthonauplius; A2 – Metanauplius; B – Protozoa; C – Mysis; D – “Pós-larva” ou Parva; E – embrião e juvenis de Astacidea; F1 – Elaphocaris; F2 – Acanthosoma; F3 – Mastigopus; G – Zoeas de Caridea; H1 – Decapodito Eryoneicus; H2 – Zoa Eryoneicus; I – Zoeas de Stenopodidea; J – Phyllosoma; K – Pseudibacus; L – Puerulus; M – Naupliosoma; N1 – Zoeas de Anomura; N2 – Glaucothoe; O1 – Zoeas de Brachyura; O2 – Megalopa; P1 – Zoeas de Axiidea; P2 – Decapodito de Axiidea.

Fontes: A1, A2, B, C, G, O1, O2 – modificados de Anger 2006; E – Suter 1977; F1, F2, F3, K, N1, N2 – modificados de Harvey *et al.* 2002; I – Fernandes *et al.* 2010; H1, H2, J, L, M – Williamson & Rice 1996; P1, P2 – Strasser & Felder 1999.

## 2.5 Terminologia dos crescimentos cuticulares externos (Watling 1989)

Cerda (Figura 13-b) – Uma extensão cuticular articulada, de tamanho e forma bastante variados. Nem todas as cerdas tem poro terminal, assim como nem todas tem anulação. A base que envolve a articulação é chamada soquete.

Espinho ou processo espinhoso (Figura 13-a) – Uma extensão cuticular não-articulada, cuja largura da base é menor do que o comprimento do processo. A grande maioria deles apresenta ápice agudo.

Escama (Figura 13-a) – Uma extensão cuticular não-articulada, cuja largura da base é geralmente maior que o comprimento do processo. Encontrada em aglomerações e tem sua extensão inclinada, de maneira a aparentar-se com as escamas de um peixe.

Grânulo ou protuberância (Figura 13-a) – Pequena elevação esférica da cutícula. Se esta elevação tiver uma base larga e uma forma de vulcão, alguns autores a chamam de tubérculo (McLay & Ng 2004).

Cincinnuli (nomeado por Drach & Jacques 1977) – Ao contrário da maioria das cerdas, estas estruturas adesivas em forma de gancho não são inervadas por fibras nervosas (Tombes & Foster 1979). Exclusivas dos endopoditos dos pleópodos, todas as cincinulli são mais ou menos paralelas. Cada haste surge de uma depressão na superfície do apêndice e se entrelaçam, garantindo movimentos simultâneos dos pleópodes e aumentando a eficiência na criação de correntes de água (Pohle & Telford 1981).

Microtrichia – Projeções da superfície cuticular, extremamente pequenas, finas e flexíveis como um fio de cabelo. Normalmente se agregam nas superfícies de enditos da maxilula e maxila (Pohle & Telford 1981).

Sétula (Figura 13-b) – A extensão da haste de uma cerda, geralmente de largura uniforme da base até a extremidade, formando uma junção flexível com a haste.

Setuleta – Crescimento marginal de uma sétula. Raramente observada, mesmo sob microscopia eletrônica.

Denticulo (Figura 13-b) – Crescimento diminuto e muito pontiagudo de uma cerda (Pohle & Telford 1981).

Anulação (Figura 13-b) – Anel de difícil visualização que circunscreve a haste, ou junto à base ou ainda na região mediana do eixo.

Lumen (Figura 13-b) – O canal oco estendido por toda extensão e no interior da haste.

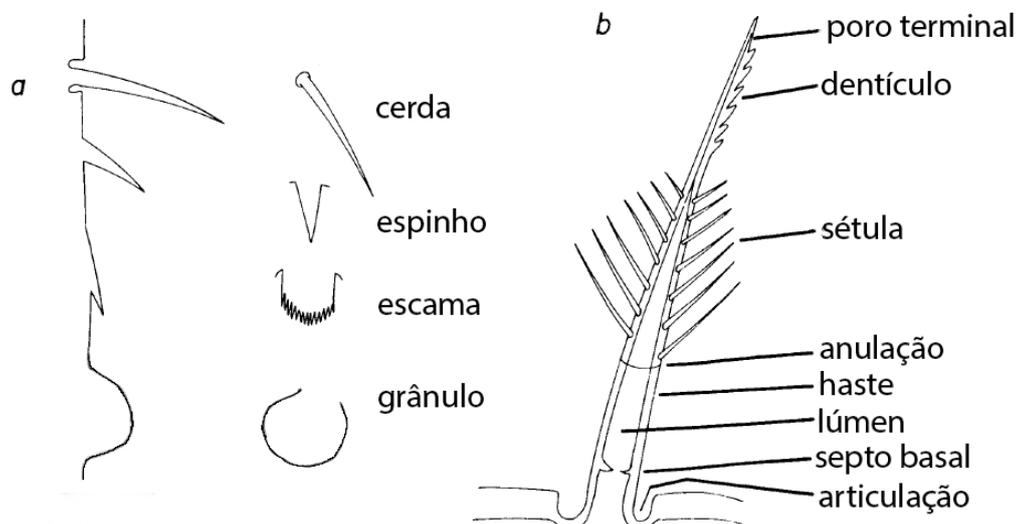


Figura 13: a - tipos diferentes de processos cuticulares, representados sob duas perspectivas diferentes; b – esquema demonstrando as estruturas que compõem uma cerda (modificado de Waitling 1989).

## 2.6 Tipos comuns de cerdas (definições de Garm 2004)

Uma das desvantagens do exoesqueleto dos crustáceos, ou mesmo dos artrópodes em geral, é a de bloquear o contato entre as células nervosas dos tecidos vivos e o meio ambiente. Assim, para que as interações com o meio sejam eficientes, são necessárias estruturas cuticulares especializadas (Garm 2004). Há uma vasta variedade de formas e tamanhos destas estruturas, conhecidas como cerdas, ou mesmo seta, o termo equivalente na língua inglesa e usado ocasionalmente também em português. São tantos tipos diferentes que é comum para morfologistas se depararem com uma cerda nunca antes descrita. Porém, devido ao tamanho diminuto, os detalhes das cerdas são melhor observados em microscópios eletrônicos, o que não faz parte da realidade orçamentária da grande maioria dos pesquisadores.

Garm fez sua classificação apoiado pela microscopia eletrônica, e se baseou no conceito de homologia proposto por Watling (1989). Porém é muito difícil usar a microscopia óptica para visualizar todos os caracteres homólogos propostos, entre os quais estão a articulação da cerda com a cutícula, a presença de anulação, poro terminal ou de crescimentos articulados nas sétulas. Outros autores, como Drach & Jacques

(1979), Calazans & Ingle (1998) e Coelho *et al.* (2000), sugeriram uma classificação codificada para cada cerda, como por exemplo, A4 representa uma cerda paposa sem sétulas na metade distal do eixo e C2, plumodenticulada com o ápice encurvado. Uma classificação tão detalhada, baseada em aumentos de grande magnitude e com códigos no lugar de nomes torna o processo ainda mais complicado e confuso.

A descrição exata dos tipos de cerda é importante, pois é um fator relevante de diferenciação entre espécies. Entretanto ela nem sempre é perfeita, já que muitos tipos são visualmente parecidos, principalmente levando em consideração a limitação visual da microscopia óptica disponível. Aqui as cerdas foram agrupadas de modo a facilitar a comparação entre formas semelhantes, passíveis de serem confundidas. As cerdas mais comuns estão em negrito.

**Simples** ('Acuminate' por Thomas 1970; 'Simple' por Fish 1972) – cerda delgada, de comprimento variável, com a extremidade pontiaguda e o eixo desprovido de projeções cuticulares. Cerdas simples curtas e rígidas são chamadas de cerdas espiniformes por alguns autores (e.g. Rodrigues & Manning 1992; Felder & Kensley 2004) (Figura 14-a1).

Garfo ('Forked' por Fish 1972) – Cerda curta e pouco flexível, com apenas duas sétulas em lados opostos, que em algumas ocasiões são imperceptíveis. Fish a descreveu primeiro em isópodes, mas foi encontrada posteriormente em braquiúros (Vogel 1984). (Figura 14-a2).

Lisa ('Smooth' por Fleischer *et al.* 1992) – Longa, tem o eixo liso, enrolado, sem ornamentação e com extremidade bifida. Geralmente se encontra em grande número, provavelmente para receber estímulos químicos, nas margens externas da quela de porcelanídeos. Anteriormente, cerdas lisas eram sinônimos de cerdas simples, por isso é recomendável observar o desenho de trabalhos passados que utilizaram este termo (Figura 14-a3).

Ramo ('Rod' por Thomas 1970) – Semelhante à simples, porém com o ápice obtuso. No formato de uma folha pequena. (Figura 14-a4).

**Estetasco ou esteto** ('Aesthetasc') – Cerda longa, lisa, tubular, e altamente sensível, apenas presente nas antênulas. (Figura 14-b1).

Espatulada ('Spatulate') – Como o nome diz, é uma cerda que se assemelha a uma espátula, porém nenhuma das descrições encontradas na literatura têm exatamente a forma encontrada em Leucosiidae no presente trabalho. Em outras descrições ela se

assemelha a um esteto curto e achatado (Heard & Manning 2000) ou uma cerda plumosa com a extremidade expandida e transparente (Monod & Cals 1970). (Figura 14-b2,c1,c4).

Clavada ('Club' por Fleischer *et al.* 1992) - Cerda pequena, com um eixo liso que se torna mais espesso e de formato oval na região mais distal, com a extremidade distintamente bífida. Encontrada formando múltiplas fileiras na extensão das margens interna e externa da quela, tanto no dactilo quanto no própodo de porcelanídeos. (Figura 14-c2).

Folha ('Leaf-shaped' por Jacques 1989) – Haste muito curta, modificada em uma região achatada, com a margem distal lisa ou com denticulos, assemelhando-se a uma folha. (Figura 14-c3).

Pincel ('Brush' por Fish 1972) – Cerda fina e alongada, cuja região distal é mais larga, achatada e exibe sétulas marginais, lembrando um pincel. Encontrada em Axiidea (Lemaitre & Rodrigues 1991), Anomura (Asakura & Tachikawa 2000), Brachyura (Bolla *et al.* 2008), Caridea (Nye *et al.* 2011) (Figura 14-c5).

Pétala ('Petaloid' por Phillips & McMillan 1987) – Descrita pelos autores como Clavada, talvez pela aparência sob um pequeno aumento do microscópio. Em uma observação mais detalhada em microscopia eletrônica, esta pequena cerda revelou uma estrutura semelhante às pétalas de uma flor, que podem estar dobradas ou abertas. Observada nas antenas de Palinuridae. (Figura 14-c6).

**Plumosa** ('Plumose' por Thomas 1970) - Devido à sua articulação supracuticular, é uma cerda extremamente flexível. O eixo é fino e longo, com longas sétulas organizadas em duas fileiras em lados opostos. Esta disposição a torna semelhante a uma pena, por isso em alguns trabalhos pode ser encontrada com os nomes Penada ou também Emplumada. (Figura 14-d1,d2).

**Paposa** ('Pappose' por Thomas 1970) – Eixo longo e delgado, coberto por sétulas longas e espalhadas aleatoriamente por toda sua extensão. Soquete infracuticular, mas uma larga área membranosa permite flexibilidade à cerda. Quase exclusivamente localizadas lateralmente nas peças bucais e exopoditos dos maxilípedes. (Figura 14-d3).

Dentiforme ('Tooth' por Thomas 1970 e Fish 1972) – Robusta, com soquete bem desenvolvido, relativamente curta e de formato oval em um corte transversal. Se localizam nas margens ventrais de dactilos e própodos dos quelípedes. Seu tamanho varia, devido ao desgaste constante. (Figura 14-e1).

Plumodenticulada cuspidada ('Plumodenticulate cuspidate' por Bookhout 1974) – Cerda composta que une 3 tipos em uma só (Figura 14-e2).

**Cuspidada** ('Cuspidate' por Thomas 1970) – Existem dois subtipos principais, em forma de dente e em forma de escama. O primeiro é o mais comum, pode apresentar ou não duas fileiras de crescimentos laterais semelhantes a dentículos. Possui um eixo circular, espesso, com uma base ampla e que diminui o diâmetro gradualmente em direção à extremidade. O segundo também tem a base ampla, porém gradualmente se achata em direção à extremidade. Esta cerda é pequena, compacta e quase sempre vista inclinada e em aglomerações. Pode exibir indentação na extremidade, porém de difícil visualização. (Figura 14-e3,e4).

Robusta ('Stout') – Dependendo do autor, é um nome alternativo ou para a cerda cuspidada sem dentículos (e.g. Jensen 2006) ou para a dentiforme (De Grave & Anker 2009). Nome ambíguo por isso deve ser evitado.

Conada (Thomas 1970) – cerdas curtas, em formato de cone e com anulação basal distinta. Semelhantes às cuspidadas, porém mais curtas. (Figura 14-e5).

Gancho ('Hook' por Thomas 1970) – Tamanho reduzido, sem projeções cuticulares e com a região distal inclinada em 90° ou mais (Figura 14-e6).

Microcerda Escama ('Scale microseta' por Drach & Jacques 1977) – Semelhante à 'escama' descrita anteriormente, porém articulada e de tamanho bastante reduzido (Figura 14-e7).

Sulcada ('Grooved' por Farmer 1974) – Possuem de 2 a 5 sulcos ao longo de um dos lados desde a região distal e sétulas em forma de escama no lado oposto (Lavalli & Factor 1992). (Figura 14-f1).

**Serrada** ('Serrate' por Thomas 1970, 'Comb' por Fish 1972) – Região proximal nua e região distal com dentículos dispostos em duas fileiras distantes de 120 a 180°. Os dentículos são densamente alinhados e diminuem de tamanho em direção à extremidade. Pode apresentar sétulas digitiforme que, quando presentes, são pequenas e localizadas no lado oposto aos dentículos. (Figura 14-f2,f3,f4,f5).

Arpão (Bolla *et al.* 2008) – Cerda curvada, com a extremidade aguda e uma combinação de dentículos e sétulas curtas e agudas. Pode ser classificada como serrilhada (Figura 14-f6).

Multi-escamada ou Multi-denticulada ('Multidenticulate' por Thomas 1970; 'Multiscaled' por Bauer 1987) – Inúmeras sétulas em forma de escama dispostas densamente por quase todo o eixo. (Figura 14-g1).

Serrulada ('Teazel' por Thomas 1970) – Anulação evidente na região mediana da haste, com sétulas digitiforme alongadas após a anulação, arranjadas aleatoriamente. Extremidade arredondada e lisa. Garm (2004) a classificou como serrilhada (Figura 14-g2,g3).

**Serrilhada** ('Serrulate' por Thomas 1970) – Mais longa e mais fina do que a serrada. Apresenta sétulas digitiforme em fileiras (normalmente três) ou distribuídas aleatoriamente pelo eixo e, algumas vezes, há também denticulos, porém menores em relação aos da serrada. A maioria das sétulas tem forma de folha, com a extremidade pontiaguda. (Figura 14-g4,g5).

Cerda-setobrânquia ('Setobranch-seta' por Bauer 1979) - Presentes nas setobrânquias (papilas) do endito coxal do terceiro maxilípede e de pereópodos de muitos camarões carídeos, astacídeos, lagostins camarídeos e axiídeos. Movimentos destes apêndices fazem a cerda entrar em contato com as brânquias, prevenindo entrada de parasitas e outros corpos estranhos (Bauer 1989). O nome 'setobrânquia' foi dado por Borradaile (1907) para denotar a papila setífera, mas a palavra vem sendo incorretamente usada ao se referir às cerdas ali presentes (e.g. Thomas 1970). Por isso é recomendado usar a palavra composta cerda-setobrânquia (Bauer 1979). Forma similar àquela da seta multidenticulada, porém muito mais longa e afilada (7-8 mm de comprimento). Denticulos ocorrem logo após a anulação e apresentam projeções na região distal. Eixo fino, liso e espiralado (Figura 14-g6).

**Plumo-denticulada** ou **Paposerrada** ('Plumodenticulate' por Thomas 1970 ou 'Papposerrate' por Garm 2004) – Cerdas compostas que são plumosas ou paposas na região proximal e serradas na região distal. (Figura 14-h2,h1 respectivamente).

Papilada ('Papillate') – nome ambíguo usado por alguns autores (e.g. Thomas 1970 e Loya-Javellana & Fielder 1997) para descrever tipos diferentes de cerda, entre eles, simples, paposa, paposerrada e serrulada. Deve ser evitado.

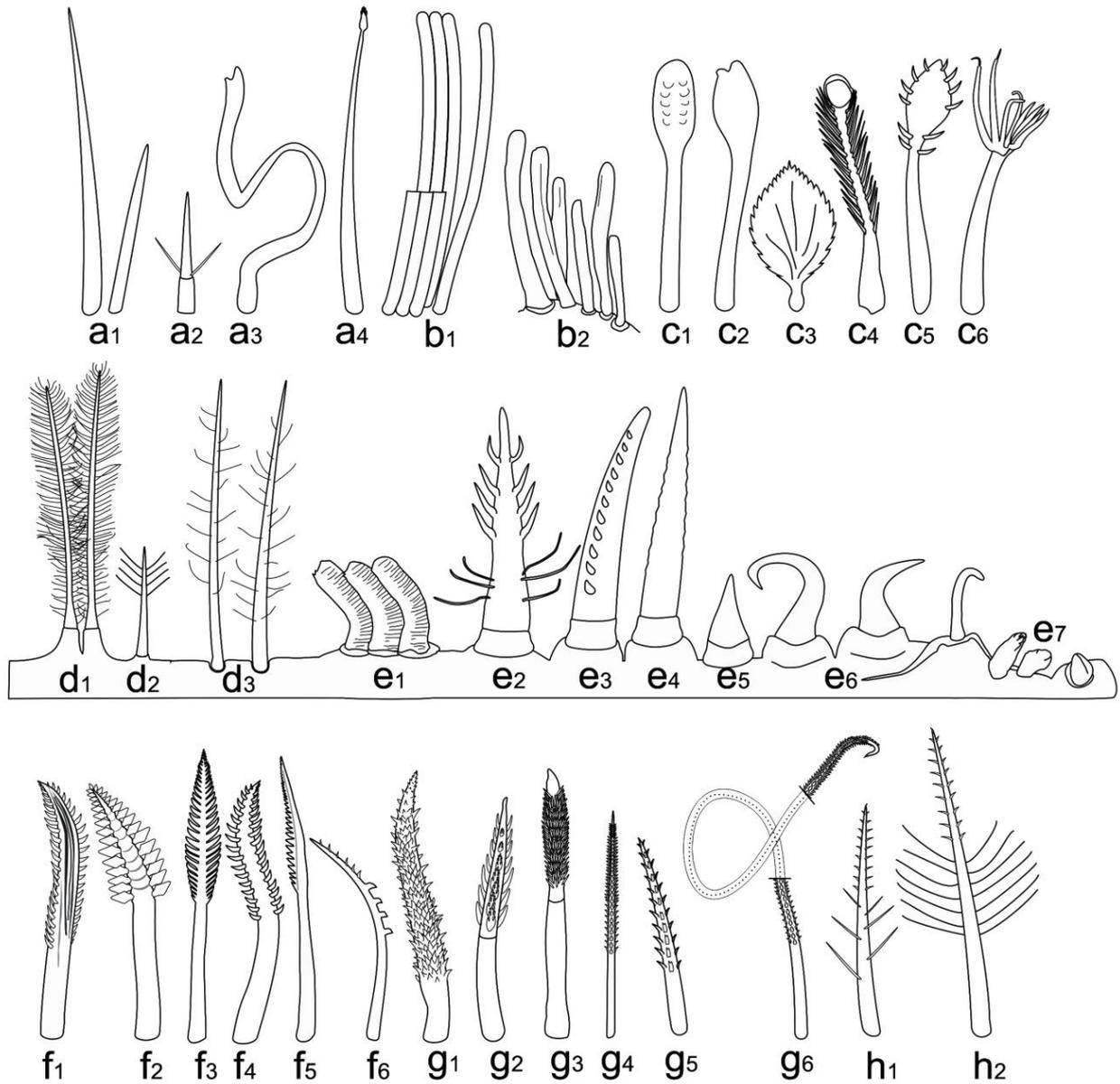


Figura 14 – Diferentes tipos de cerda documentadas em Decapoda. a1 – simples; a2 – garfo; a3 – lisa; a4 – ramo; b1 – estetascos; b2, c1, c4 – espatuladas; c2 – clavada; c3 – folha; c5 – pincel; c6 – petulada; d1, d2 – plumosas; d3 – paposas; e1 – dentiforme; e2 – plumodenticulada cuspidada; e3, e4 – cuspidada; e5 – conada; e6 – ganchos; e7 – microcerdas escama; f1 – sulcada; f2, f3, f4, f5 – serradas; f6 – arpão; g1 – multidenticulada; g2, g3 – serrulada; g4, g5 – serrilhada; g6 – cerda-setobrânquia; h1 – paposerrada; h2 – plumodenticulada.

## 2.7 Padronização de descrições

### 2.7.1 Técnica descritiva

O aspecto mais importante desta linha de pesquisa é o ato de comparar um estudo com outro. Porém existe muita variação no formato utilizado por estudiosos das fases iniciais do ciclo de vida dos decápodes e uma descrição sozinha tem pouco valor se não puder ser comparada com outras descrições de espécies semelhantes. Conseqüentemente, consistência e ordem são prioridades ao descrever cada característica. É importante manter a ordem de segmentos dos apêndices, seguindo o padrão corporal dos malacostraca: carapaça, apêndices cefálicos (antênula, antena, mandíbula, maxílula, maxila), apêndices torácicos (primeiro, segundo e terceiro maxilípedes, pereópodos), somitos abdominais e seus apêndices (pleópodos e urópodos) e, por último, o telson.

A designação Antena I e II ou Maxila I e II não deve ser usada, sendo preferível Antênula e Antena e Maxílula e Maxila. As divisões do corpo devem ser chamadas de somito, para não serem confundidas com as divisões dos apêndices, que em inglês são chamadas de segmentos, mas em português são artículos. Estes devem ser descritos na ordem do artículo (ou segmento) mais proximal até o mais distal. Sugere-se aqui a seguinte sequência: Primeiro o protopodito, o qual pode ser bilobado, ou seja, dividido em endito coxal e endito basal. Os enditos coxal e basal podem ainda estar subdivididos em dois lobos cada, neste caso descreve-se primeiro o lobo proximal e em seguida o distal. Há quem se refira ao endito coxal como coxopodito e ao endito basal, como basipodito. Neste caso, os lobos são chamados de endito proximal e endito distal. Após o protopodito, seguem endopodito, exopodito (se divididos em segmentos, descrever dos proximais até os distais) e, por fim, epipodito.

As descrições morfológicas normalmente relatam as informações observadas em um estilo telegráfico, que contém apenas as informações necessárias, sem abreviações. Verbos são desnecessários nesta narrativa, embora algumas publicações acadêmicas ainda solicitem um texto mais elaborado.

O texto descritivo deve começar com a sinonímia larval ou juvenil, acompanhada do nome binomial, autoridade e data da espécie em questão. Em seguida descreve-se, em parágrafos separados, cada um dos itens na sequência padrão da

morfologia dos Malacostraca. Primeiramente, a carapaça, cujas características essenciais são o formato, as dimensões (comprimento e largura) e as ornamentações (tipos de cerdas, grânulos, espinhos, etc). Em seguida, os apêndices cefálicos, torácicos, abdominais devem ser caracterizados quanto ao número e formato dos artículos e também o número e tipo de cerdas presentes em cada artículo. Estas são melhor apresentadas em sequência em relação aos artículos onde encontram-se suas bases. E quando o número de cerdas varia entre duas ou mais exúvias da mesma espécie, coloca-se o valor menor separado do valor maior por um hífen.

Exemplo retirado de Thatje & Lovich (2003):

**Juvenil I de *Campylonotus vagans*  
Bate, 1888**

**Maxilípede 1** (Figura 5): endito coxal e basal com 9 e 33-36 cerdas plumodenticuladas, respectivamente. Endopodito tetrsegmentado com 2, 1, 0, 4 cerdas plumodenticuladas. Exopodito não segmentado, largo e reduzido, com 10 cerdas plumosas natatórias terminais e 2 cerdas situadas em curva côncava externa.

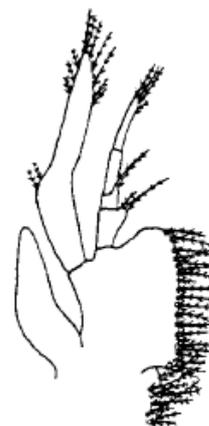


Figura 15 – Maxilípede 1 do primeiro juvenil de *Campylonotus vagans*, modificado de Thatje & Lovich (2003)

### 2.7.2 Montagem de tabelas

Após a descrição ser feita, é sempre importante fornecer uma tabela que contenha outras espécies, cuja escolha depende do objetivo da comparação a ser apresentada. Comparações podem visar a filogenia ou a evolução de um determinado gênero, ou uma família, ou as diferenças entre duas famílias, etc. Podem também ter fins ecológicos e contrastar, por exemplo, larvas do Oceano Atlântico Ocidental de outras do Atlântico Oriental.

Na maioria das vezes, as descrições a serem comparadas são um tanto antigas e a caracterização de cada parte pode exigir uma verificação nas figuras. Porém, há também instancias em que o próprio desenho de uma determinada peça não é adequado ou esteja faltando. Por tais motivos, a construção de uma tabela pode não ser tão simples ou fácil.

A informação em uma tabela comparativa deve ser sucinta e objetiva. Para economizar espaço, abreviações são necessárias. E quando consultamos tabelas de outros autores é importante que as mesmas abreviações sejam usadas, por isso recomenda-se padronizá-las.

Abreviações sugeridas:

ss = cerda simples	clb = cerda clavada	frk = cerda garfo
pl = cerda plumosa	spa = cerda espátula	pdc = c. plumodenticulada cuspidada
pap = cerda paposa	con = cerda conada	too = cerda dentiforme
ct = cerda cuspidada	ha = cerda gancho	lef = cerda folha
ae = estetascos / estetos	sm = cerda lisa	scs = cerda-escama
pld = cerda plumo-denticulada	mde = c. multi-denticulada	sca = escama
ser = cerda serrada	sbr = cerda-setobrânquia	gra = grânulo
srl = cerda serrilhada	grv = cerda sulcada	spr = processo espinhoso
tez = cerda serrulada	pet = cerda pétula	mtr = microtrichia
bsh = cerda pincel	rod = cerda ramo	cin = cincinnuli
?s = tipo de cerda não definido	seg = segmentos	marg / surf = marginal / superfície
n/d = não descrito	S = somitos	post / ant = posterior / anterior
* = obtido ao observar a figura	dis / prox = distal / proximal	unseg = não segmentado

### 2.7.3 Ilustrações

Existem maneiras diferentes de ilustrar as figuras: lapis, tinta nanquim ou desenho vetorizado. Cada um tem suas vantagens. O lápis é obviamente a ferramenta mais tradicional e mais popular, devido ao fácil acesso e rapidez na execução. Porém, como pode ser observado em trabalhos mais antigos, os traços muitas vezes ficam fracos ou com baixo contraste. A esses trabalhos feitos somente a lápis, é recomendado que seja feito um tratamento posterior, que pode ser um reforço nas linhas em um papel de gramatura baixa para que elas fiquem mais visíveis ou então a digitalização no computador, seguida por um tratamento com uma ferramenta gráfica, mantendo-se uma alta resolução. O desenho com tinta nanquim é uma técnica que requer muita prática, e talvez por isso não seja a escolha preferida dos pesquisadores. Entretanto ela é a que traz os resultados mais satisfatórios visualmente. O desenho vetorizado também não é facilmente dominado, mas hoje em dia está mais ao alcance devido ao fácil acesso a um computador. A partir do momento que se torna prática, essa técnica facilita o trabalho do desenhista, ao passo que a espessura dos traçados é sempre a mesma e a natureza desta técnica permite que sejam feitas ampliações sem que se perca qualidade. Por outro lado, o desenho vetorizado tem a desvantagem de ter a aparência menos agradável dos três.

Devido à natureza translúcida da cutícula de uma exúvia, pode-se muitas vezes enxergar claramente através de uma peça, permitindo que se desenhe também o que está por trás. Cerdas, partes de segmentos e inserções da articulação de segmentos que se encontram encobertos podem ser representados por linhas tracejadas (Fig. 16-C).

Não deve-se exagerar nos detalhes. Muitos desenhistas gostam de acrescentar sombra para aumentar o realismo das peças, seja com tons de cinza ou através da técnica do pontilhismo. Entretanto, esta prática não é recomendável, pois dificulta a localização de segmentações, grânulos ou espinhos, a contagem das bases das cerdas e pode ser confundido com a linha tracejada que representa estruturas do segundo plano encobertas.

O espelhamento é aceitável para carapaças em visão dorsal e não compromete a qualidade da ilustração. Esta técnica se baseia na bilateralidade dos decápodos, a qual permite que se desenhe apenas uma das metade do corpo (lados direito e esquerdo, separados por linha mediana longitudinal). No tratamento posterior da imagem, basta rebater o lado para o outro e ajustar os traços que os unem, embora uma grande parte dos trabalhos com

decapoditos de Palinuridae e Scyllaridae (phyllosoma) geralmente exibem apenas metade da carapaça.

A fim de facilitar as comparações, é recomendado ilustrar os apêndices sempre na mesma disposição. Deve-se prestar atenção às partes segmentadas ou totalmente ligadas à uma superfície, para que não haja linhas incompletas. As cerdas também devem ser representadas em sua orientação natural e sobreposições devem ser evitadas. Algumas cerdas podem ser representadas como truncadas (Fig 16-A e B).

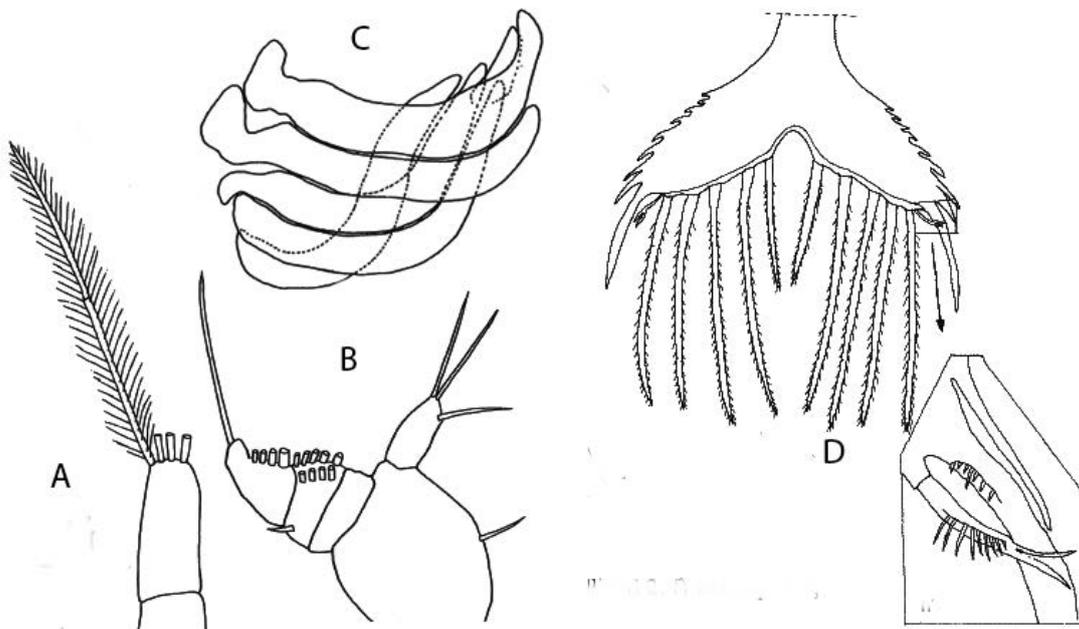


Figura 16: A e B – Exemplos de representação truncada de cerdas; C – Pleópodos em segundo plano, representados por linhas tracejadas; D - Detalhe do espinho lateral do telso, permitindo maior visibilidade das cerdas (ABC, modificado de Luppi e Spivak 2003; D, modificado de Seridji 1990).

Atenção deve ser dada para assegurar-se de que as figuras ilustrem exatamente o que o texto está descrevendo, incluindo o tipo e o número de cerdas. A sequência de ilustrações deve seguir o mesmo padrão da descrição. É importante também o conhecimento prévio da morfologia do animal, porque muitas vezes, no processo de dissecação, alguma peça pode se fragmentar e assim, torna-se necessário desenhá-la separadamente para depois reposicioná-la no desenho definitivo.

Nos desenhos, é crucial a presença de uma barra de escala perto da figura, para que o tamanho das estruturas possa ser comparado e a figura, ampliada. Ilustrações expandidas para um maior detalhamento são encorajadas (Fig. 16-D). O tamanho final das figuras deve ser levado em consideração se, por exemplo, não for possível enxergar os tipos de cerda de um apêndice ilustrado em um tamanho muito pequeno. Os desenhos devem informar tudo o que está no texto da descrição, pois algumas vezes podemos nos deparar com trabalhos escritos

em linguagens não familiares ou o contrário, pesquisadores que queiram se referir ao nosso trabalho não entendem nossa língua nativa, mas observando os desenhos podem montar uma tabela comparativa.

## 2.8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ANGER, K. 2001. The biology of decapod crustacean larvae. 1º Edição. The Netherlands. Crustacean Issues, 14: 1-420.
- ANGER, K. 2006. Contributions of larval biology to crustacean research: a review. *Invertebrate Reproduction & Development*, 49(3): 175-205.
- ASAKURA, A., TACHIKAWA, H. 2000. A new hermit crab of the genus *Calcinus* from Micronesia, including new information on *C. revii* (Decapoda: Anomura: Diogenidae). *Journal of Crustacean Biology*, 266-280.
- BAUER, R. T. 1979. Antifouling adaptations of marine shrimp (Decapoda: Caridea): gill cleaning mechanisms and grooming of brooded embryos. *Zoological Journal of the Linnean Society*, 65(4): 281-303.
- BAUER, R. T. 1987. Stomatopod grooming behavior: functional morphology and amputation experiments in *Gonodactyluso erstedii*. *Journal of Crustacean Biology*, 7: 414-432.
- BAUER, R. T. 1989. Decapod crustacean grooming: functional morphology, adaptive value, and phylogenetic significance. *Crustacean issues*, 6: 49-73.
- BOLLA JR, E.A., NEGREIROS-FRANSOZO, M. L., FRANSOZO, A. 2008. Juvenile development of *Callinectes ornatus* Ordway, 1863 (Crustacea: Decapoda: Portunidae), from megalopae obtained in the neuston. *Zootaxa*, 1788: 1-20.
- BOOKHOUT, C. G., COSTLOW, J.D. Jr. 1974. Larval development of *Portunus spinicarpus* reared in the laboratory. *Bulletin of Marine Science*, 24: 20-51.
- BOOKHOUT, C.G., COSTLOW, J.D. Jr. 1977. Larval development of *Callinectes similis* reared in the laboratory. *Bulletin of Marine Science*, 27: 704-728.
- BOOTH, J.D. & PHILLIPS, B.F. 1994. Early life history of spiny lobster. *Crustaceana*, 66: 271-294.
- BORRADAILE, L. A., 1907. On the classification of the Decapod Crustaceans. *Annals and Magazine of Nalim History (Series 7)*, 19: 457-486.
- BOSCHI, E. E., FISCHBACH, C.E., IORIO, M.I. 1992. Catálogo ilustrado de los crustáceos estomátodos y decápodos marinos de Argentina. Montevideo, Uruguay. Comisión Técnica Mixta del Frente Marítimo (CTMFM), 10A: 7-94
- CALADO, R., NARCISO, L., MORAIS, S., RHYNE, A.L., LIN, J. 2003. A rearing system for the culture of ornamental decapod crustacean larvae. *Aquaculture*, 218: 329-339
- CALAZANS, D., INGLE, R. 1998. The setal morphology of the larval phases of the Argentinean red shrimp *Pleoticus muelleri* Bate, 1888 (Decapoda: Solenoceridae). *Invertebrate Reproduction and Development*, 33(2-3): 109-126.
- CLARK, P. F., CALAZANS, D. K., POHLE, G. W. 1998. Accuracy and standardization of brachyuran larval descriptions. *Invertebrate Reproduction and Development*, 33(2-3): 127-144.
- CLARK, P. F. 1980. British spider crabs of the genus *Inachus*; a morphological study of larval development. M.Sc. Modern Taxonomy Thesis, Polytechnic of Central London / City of London Polytechnic. Pp. 140. Unpublished.

- CLARK, P. F. 1983. The larval and first crab stages of three *Inachus* species (Crustacea: Decapoda: Majidae); a morphological and statistical analysis. *British Museum (Natural History) Zoology*, 44: 179-190.
- CLARK, P. F. 1984. A comparative study of zoal morphology in the genus *Liocarcinus* (Crustacea: Brachyura: Portunidae). *Zoological Journal of the Linnean Society*, 82: 273-290.
- CHRISTIANSEN, M. E. 1973. The complete larval development of *Hyas araneus* Linnaeus and *Hyas coarctatus* Leach (Decapoda, Brachyura, Majidae) reared in the laboratory. *Norwegian Journal Zoology*, 21: 63-89.
- COELHO, V. R., WILLIAMS, A. B., RODRIGUES, S. D. A. 2000. Trophic strategies and functional morphology of feeding appendages, with emphasis on setae, of *Upogebia omissa* and *Pomatogebia operculata* (Decapoda: Thalassinidea: Upogebiidae). *Zoological Journal of the Linnean Society*, 130(4): 567-602.
- COSTLOW, J. D. 1968. Metamorphosis in crustaceans. In: Etkin, W., Gilbert, L. I. (eds). *Metamorphosis: a problem in developmental biology*. New York. Appleton-Century-Crofts, 3-41.
- DARWIN, C. 1859. *On the origin of species by means of natural selection or the preservation of favoured races in the struggle for life*. New York. John Murray, 440p.
- De GRAVE, S., PENTCHEFF, N. D., AHYONG, S. T. 2009. A classification of living and fossil genera of decapod crustaceans. *Raffles Bulletin of Zoology*, 21: 1-109.
- De GRAVE, S., ANKER, A. 2009. A new species of *Periclimenes* Costa from Utila, Honduras (Crustacea, Decapoda, Pontoninae). *Annalen des Naturhistorischen Museums in Wien B*, 110: 139-148.
- DITTRICH, B. 1987. Postembryonic development of the parasitic amphipod *Hyperia galba*. *Helgoländer Meeresuntersuchungen*, 41(2): 217-232.
- DRACH, P. & JACQUES, F. 1977. Systeme setifere des crustaces decapodes. Principes d'une classification generate. *Comptes Rendus de l'Académie des Sciences de Paris, serie D*, 284: 1995-1998.
- FACTOR, J. R. 1995. Introduction, anatomy, and life history. In: Factor, J.R. (ed), *Biology of the lobster *Homarus americanus**. San Diego, California. Academic Press, pp 1-11.
- FARMER, A. S. 1974. The functional morphology of the mouthparts and pereopods of *Nephrops norvegicus* (L.) (Decapoda: Nephropidae). *Journal of Natural History*, 8: 121-142.
- FELDER, D.L., MARTIN, J.W., GOY, J.W. 1985. Patterns in early postlarval development of decapods. In: Wenner, A. M. (ed). *Crustacean Issues 2: Larval growth*. Rotterdam. A.A. Balkema, pp 163-226.
- FELDER, D. L., KENSLEY, B. 2004. A new species of axiid shrimp from chemosynthetic communities of the Louisiana continental slope, Gulf of Mexico (Crustacea: Decapoda: Thalassinidea). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 117: 68-75.
- FERNANDES, L. D. A., PEIXOTO, B. J. F. S., ALMEIDA, E. V., BONECKER, S. L. C. 2010. Larvae of the family Stenopodidae (Crustacea: Stenopodea) from South Atlantic Ocean. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 90(4): 735-748.

- FISH, S. 1972. The setae of *Eurydice pulehra* (Crustacea: Isopoda). London, England. Zoologic, 166: 163-177.
- FLEISCHER, J., GRELL, M., HØEG, J. T., OLESEN, J. 1992. Morphology of grooming limbs in species of *Petrolisthes* and *Pachycheles* (Crustacea: Decapoda: Anomura: Porcellanidae): a scanning electron microscopy study. Marine Biology, 113(3): 425-435.
- GARM, A. 2004. Revising the definition of the crustacean setae classification systems based on examinations of the mouthpart setae of seven species of decapods. Zoological Journal of the Linnean Society, 142: 233-252.
- GURNEY, R. 1942. Larvae of decapod Crustacea. London, England. Ray Society, 126: 1-306.
- GURNEY, R. 1945. Notes on Stomapodid larvae. London, England. Proceedings of the Royal Society, 116: 133-175.
- HAECKEL, E. 1866. Generelle Morphologie der Organismen: Allgemeine Grundzüge der organischen Formen-Wissenschaft, mechanisch begründet durch die von Charles Darwin reformirte Descendenz-Theorie. Berlin, Germany. Georg Reimer, pp 644.
- HARADA, E. 1958. Notes on the naupliosoma and newly hatched phyllosoma of *Ibacus ciliatus* (von Siebold). Publications of the Seto Marine Biological Laboratory, 7(1): 173-180.
- HART, M.W. 1996. Testing cold fusion of phyla: maternity in a tunicate × sea urchin hybrid determined from DNA comparison. Evolution, 50: 1713-1718.
- HARVEY, A. W., MARTIN, J. W., & WETZER, R. 2002. Phylum Arthropods: Crustacea. In: Young, C.M. *et al.* (ed). Atlas of marine invertebrate larvae. San Diego. Academic Press, pp 337-370.
- HEARD, R., & MANNING, R. B. 2000. A new genus and species of ghost shrimp from Tobago, West Indies (Crustacea: Decapoda: Callianassidae). Proceedings of the Biological Society of Washington, 113(1): 70-76.
- JACQUES, F. 1989. The setal system of crustaceans: types of setae, groupings, and functional morphology. Functional morphology of feeding and grooming in Crustacea. Crustacean Issues, 6: 1-13.
- JENSEN, G. C. 2006. Three new species of *Lebbeus* (Crustacea: Decapoda: Hippolytidae) from the northeastern Pacific. Zootaxa, 1383: 23-43.
- KAESTNER, A. 1970. Invertebrate zoology. Vol. III Crustacea. Huntington, N.Y. Interscience, 523p.
- KEILER, J., & RICHTER, S. 2011. Morphological diversity of setae on the grooming legs in *Anomala* (Decapoda: Reptantia) revealed by scanning electron microscopy. Zoologischer Anzeiger - A Journal of Comparative Zoology, 250(4): 343-366.
- LAVALLI, K. L., FACTOR, J. R. 1992. Functional morphology of the mouthparts of juvenile Lobsters, *Homarus americanus* (Decapoda: Nephropidae), and comparison with the larval stages. Journal of Crustacean Biology, 12(3): 467-510.
- LEMAITRE, R., & RODRIGUES, S. A. 1991. *Lepidophthalmus sinuensis*: A new species of ghost shrimp (Decapoda: Thalassinidea: Callianassidae) of importance to the commercial culture of Penaeid shrimps on. Fishery Bulletin, 89: 623-630.

- LOYA-JAVELLANA, G. N., FIELDER, D. R. 1997. Developmental trends in the mouthparts during growth from juvenile to adults of the tropic freshwater crayfish, *Cherax quadricarinatus* von Martens, 1868 (Decapoda: Paraastacidae). *Invertebrate Reproduction and Development* 32: 167-175.
- LUPPI, T. A., & SPIVAK, E. D. 2003. Postembryonic development of *Pyromaia tuberculata* (Lockington, 1877): a review of larval and postlarval morphology. *Scientia Marina*, 67(2): 201-214.
- MARTIN, J. W., GOY, J. W. 2004. The first larval stage of *Microprosthema semzlaeve* (Von Martens, 1872)(Crustacea: Decapoda: Stenopodidea) obtained in the laboratory. *Gulf and Caribbean Research*, 16: 19-25.
- MATTHEWS, L. H. 1932. Lobster krill. *Discovery Reports*, 5: 467-484.
- McLAY, C. L., & NG, P. K. 2004. A taxonomic revision of the genus *Paradynomene* Sakai, 1963 (Crustacea: Decapoda: Brachyura: Dynomenidae). *Zootaxa*, 657: 1-24.
- MINELLI, A. 2003. The development of animal form: ontogeny, morphology, and evolution. Cambridge University Press. 1<sup>st</sup> Ed. 323p.
- MINELLI, A., BOXSHALL, G., FUSCO, G. 2013. Arthropod post-embryonic development. In: *Arthropod biology and evolution*. Springer, 532p.
- MIURA, T., KAWANE, M., WADA, K. 2007. A new species of *Deiratonotus* (Crustacea: Brachyura: Camptandriidae) found in the Kumanoe River Estuary, Kyushu, Japan. *Zoological Science*, 24(10): 1045-1050.
- MONOD, T., CALS, P. 1970. Sur une espèce nouvelle de crevette cavernicole: *Typhlatya galapagensis* (Decapoda Natantia; Atyidae). *Mission zoologique belge aux îles Galapagos et en Ecuador*, 2: 57-103.
- NYE, V., COPLEY, J. PLOUVIEZ, S. 2011 A new species of *Rimicaris* (Crustacea:Decapoda: Caridea: Alvinocarididae) from hydrothermal vent fields on the Mid-Cayman Spreading Centre, Caribbean. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 92(5): 1057-1072.
- PHILLIPS, B. F., McMILLAN, D. L. 1987. Antennal receptors in puerulus and postpuerulus stages of the rock lobster *Panulirus cygnus* (Decapoda: Palinuridae) and their potential role in puerulus navigation. *Journal of crustacean biology*, 7(1): 122-135.
- POHLE, G., & 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(3): 736-752.
- POHLE, G. ; MANTELATTO, F. L. M.; NEGREIROS-FRANSOZO, FRANSOZO, A., BOLTOVSKOY, D. 1999. Larval Decapoda (Brachyura). In: Boltovsky, D. (ed). *South Atlantic Zooplankton*. Vol 2. Leiden, The Netherlands. Backhuys Publishers, 869-1706.
- RICE, A. L., 1979. Improved standards in crab zoeal descriptions. *Crustaceana*, 37: 213-218.
- ROBERTSON, P. B. 1968. The complete larval development of the sand lobster, *Scyllarus americanus* (Smith), (Decapoda, Scyllaridae) in the laboratory with notes on larvae from the plankton. *Bulletin of Marine Science*. 12: 294-342.
- RODRIGUES, S. D. A., MANNING, R. B. 1992. Two new callianassid shrimps from Brazil (Crustacea: Decapoda: Thalassinidea). *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 105(2): 324-330.

- SERIDJI, R. 1990. Description of some planktonic larval stages of *Stenopus spinosus* Risso, 1826: Notes on the genus and the systematic position of the Stenopodidea as revealed by larval characters. *Scientia Marina*, 54(3): 293-303.
- ŠVÁCHA, P. 1992. What are and what are not imaginal discs: reevaluation of some basic concepts (Insecta, Holometabola) *Developmental Biology*, 154: 101-117
- STRASSER, K. M., FELDER, D. L. 1999. Larval development in two populations of the ghost shrimp *Callichirus major* (Decapoda: Thalassinidea) under laboratory conditions. *Journal of Crustacean Biology*, 19(4): 844-878.
- STRATHMANN, R. R. 1993. Hypotheses on the origins of marine larvae. *Annual Review of Ecology and Systematics*, 24: 89-117.
- SUTER, P. J. 1977. The Biology of Two Species of *Engaeus* (Decapoda : Parastacidae) in Tasmania. Life History and Larval Development, with Particular Reference to *E. cistevnarius*. *Aust. J. Mar. Freshwater Res.*, 28: 85-93
- THATJE, S., LOVRICH, G. A., 2003. Decapodid and early juvenile development in the protandrous shrimp *Campylonotus vagans* (Crustacea: Decapoda: Caridea), with notes on larval morphology. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*, 83: 103-109
- THOMAS, W.J. 1970. The setae of *Austropotamobius pallipes* (Crustacea: Astacidae). London, England. *Zoology*, 160: 91-142.
- TOMBES, A. S., FOSTER, M. W. 1979. Growth of appendix masculina and appendix interna in juvenile *Macrobrachium rosenbergii* (De Man) (Decapoda, Caridea). *Crustaceana*, 5: 179-184.
- VALENTI, W. C., MALLASEN, M., BARROS, H. P. 2009. Sistema de recirculação e rotina de manejo para larvicultura de camarões de água doce *Macrobrachium rosenbergii* em pequena escala. São Paulo. *Boletim do Instituto de Pesca*, 35(1): 141-151.
- VOGEL, F. 1984. Comparative and functional morphology of the spoon-tipped setae on the second maxillipeds in *Dotilla* Stimpson, 1858 (Decapoda, Brachyura, Ocypodidae). *Crustaceana* (Leiden), 473: 225-234.
- WATERMAN, T. H., CHASE JR, F. A. 1960. General Crustacean Biology, p. 1-33. In: Waterman, T.H. (ed). *The Physiology Of Crustacea. Metabolism and Growth. Vol. I*, 1-33.
- WATLING, L. 1989. A classification system for crustacean setae based on the homology concept. *Crustacean issues*, 6: 15-26.
- WILLIAMSON, D. I. 1969. Names of larvae in the Decapoda and Euphausiacea. *Crustaceana*, 16(2): 210-213.
- WILLIAMSON, D. I. 1982. Larval morphology and diversity. In: Abele, L. G. (ed). *The Biology of Crustacea, Vol 2. Embryology, Morphology, and Genetics*. New York. Academic Press, pp. 43-110.
- WILLIAMSON, D. I. 2012. Introduction to larval transfer. *Cell & Developmental Biology*, 1(6):1-5
- WILLIAMSON, D.I. & RICE, A.L. 1996. Larval evolution in the Crustacea. *Crustaceana* 69: 267-287.

ZELDIS, J. R. 1985. Ecology of *Munida gregaria* (Decapoda, Anomura): Distribution and abundance, population dynamics and fisheries. Marine ecology progress series. Oldendorf, 22(1): 77-99.