

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA “JÚLIO DE MESQUITA FILHO”

INSTITUTO DE BIOCÊNCIAS DE BOTUCATU

**Biodiversidade e morfologia do primeiro estágio larval
(zoea I) dos camarões Caridea capturados pela pesca de
arrasto na região sul paulista**

JOÃO ALBERTO FARINELLI PANTALEÃO

Tese apresentada ao Instituto de
Biociências de Botucatu, UNESP, para
obtenção do título de Doutor no Programa
de Pós-Graduação em Ciências Biológicas,
Área de Concentração: *Zoologia*.

Orientador: *Prof. Dr. Rogério Caetano da Costa*

Botucatu – SP

2017

FICHA CATALOGRÁFICA ELABORADA PELA SEÇÃO TÉC. AQUIS. TRATAMENTO DA INFORM.
DIVISÃO TÉCNICA DE BIBLIOTECA E DOCUMENTAÇÃO - CÂMPUS DE BOTUCATU - UNESP
BIBLIOTECÁRIA RESPONSÁVEL: ROSEMEIRE APARECIDA VICENTE-CRB 8/5651

Pantaleão, João Alberto Farinelli.

Biodiversidade e morfologia do primeiro estágio larval (Zoea I) dos camarões Caridea capturados pela pesca de arrasto na região sul paulista / João Alberto Farinelli Pantaleão. - Botucatu, 2017

Tese (doutorado) - Universidade Estadual Paulista "Júlio de Mesquita Filho", Instituto de Biociências de Botucatu

Orientador: Rogério Caetano da Costa

Capes: 20400004

1. Biodiversidade. 2. Pesca de arrastão. 3. Decapode (Crustaceo). 4. Camarão - Morfologia. 5. Cananeia (SP).

Palavras-chave: Cananeia; Chave de identificação; Decapoda; Desenvolvimento larval.

Dedicatória

À minha bela companheira Thais,
que tornou minha caminhada muito mais agradável.

Agradecimentos

Agradeço,

Ao professor Dr. Rogério C. da Costa, pela oportunidade, confiança, orientação responsável e exemplo de profissionalismo presentes em toda minha trajetória acadêmica, desde meu primeiro ano de graduação.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pela bolsa de doutorado concedida.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo (FAPESP), pelos recursos financeiros concedidos para o projeto Temático BIOTA (Proc. 2010/50188-8), ao qual esta tese encontra-se vinculada.

Ao ministério do Meio Ambiente - IBAMA - (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais e Renováveis) por conceder a licença para coletar o material biológico na área estudada.

À seção de Pós-Graduação em Ciências Biológicas do Instituto de Biociências de Botucatu (UNESP, Botucatu) pelo suporte técnico.

Ao Departamento de Ciências Biológicas da Faculdade de Ciências (UNESP, Bauru), pela estrutura fornecida para a realização deste trabalho.

Aos professores Dr. Fernando L. Mantelatto (USP, Ribeirão Preto) na qualidade de coordenador, Dr. Fernando J. Zara (UNESP, Jaboticabal) e Dr. Antônio L. Castilho (UNESP, Botucatu), que juntamente ao meu orientador Dr. Rogério C. da Costa (UNESP, Bauru), foram os responsáveis por todo o planejamento e desenvolvimento do projeto Temático BIOTA-FAPESP.

Aos professores Dra. Maria Lúcia Negreiros Fransozo, Dr. Jose A. Cuesta, Dr. Fernando L. Mantelatto, Dr. Rafael A. Gregati, Dra. Mariana Terossi e Dr. Eduardo A. Bolla Júnior, pelo grande auxílio e ensinamentos relacionados às descrições larvais aqui apresentadas.

Ao professor Dr. Alexandre Oliveira de Almeida (UFPE, Pernambuco), que sempre nos auxilia na identificação das espécies, inclusive com algumas amostradas durante o estudo.

Às professoras Dra. Maria Lúcia Negreiros Fransozo (UNESP, Botucatu) e Dra. Laura Suzana López Greco (UBA, Buenos Aires), pela oportunidade de participar como

colaborador de um projeto de cooperação internacional MINCYT-CAPES (Argentina/Brasil - BR/11/21 - Proc. 21712) e realização de um intercâmbio durante o período em que eu realizei o doutorado (2013). Além disso, à professora Lúcia por estar sempre disposta a me auxiliar.

Ao Me. Régis A. Pescinelli e Dr. Gabriel L. Bochini por terem garantido a eclosão das larvas de uma das espécies aqui descritas.

Aos pescadores profissionais que nos acompanharam durante as amostragens, sem os quais não seria possível a realização deste estudo.

A todos os alunos do LABCAM (Bauru), NEBECC (Botucatu), LBSC (Ribeirão Preto) e IML (Jaboticabal) que auxiliaram de forma direta ou indireta neste trabalho.

Aos companheiros do LABCAM que têm compartilhado experiências comigo há alguns anos: Abner, Sarah, Ana Paula, Régis, Thiago, Daphine e Gabriel. Também àqueles que já não mais frequentam o laboratório, bem como os que compõem a nova geração.

Ao meu irmão Lucas F. Pantaleão, não só pela arte da capa, mas também pelas exaustivas discussões científicas.

À minha companheira Thais Fernanda pelo auxílio essencial à realização deste trabalho, principalmente pelo carinho e paciência com os quais me ajudou a cuidar dos organismos.

E, à minha família, meus pais, José Alberto e Mariny, meus irmãos, Lucas e Lara, e minha avó Marina, por possibilitar a realização de nossos sonhos. Obrigado!

"Olhe no fundo dos olhos de um animal e, por um momento, troque de lugar com ele. A vida dele se tornará tão preciosa quanto a sua e você se tornará tão vulnerável quanto ele. Agora sorria, se você acredita que todos os animais merecem nosso respeito e nossa proteção, pois em determinado ponto eles são nós e nós somos eles."

Phillip Ochoa

Resumo

Resumo

Pantaleão JAF. Biodiversidade e morfologia do primeiro estágio larval (zoea I) dos camarões Caridea capturados pela pesca de arrasto na região sul paulista. 2017. 133pp. Tese (Doutorado) – Instituto de Biociências de Botucatu, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu, 2017.

O objetivo do presente estudo foi investigar a biodiversidade e descrever o primeiro estágio larval (zoea I) dos camarões Caridea de substrato não consolidado que são capturados pela pesca de arrasto na região de Cananeia, São Paulo, Brasil. Foram realizadas coletas mensais durante um período de 2 anos (julho de 2012 a junho de 2014) em duas áreas (uma marinha costeira e outra que recebe influência estuarina) com um barco camaroeiro equipado com rede de arrasto de portas (4 metros de abertura), totalizando três horas de esforço amostral mensalmente. Para as espécies as quais não foram amostradas fêmeas com embriões, utilizou-se larvas de matrizes provenientes de amostragens simultâneas, realizadas em outras localidades. O total de 3066 camarões capturados incluiu oito espécies, sete gêneros, e quatro famílias: Hippolytidae (*Exhippolysmata oplophoroides*), Ogyrididae (*Ogyrides alphaerostris*), Alpheidae (*Alpheus intrinsecus* e *A. carlae*) e Palaemonidae (*Leander paulensis*, *Periclimenes paivai*, *Nematopalaemon schmitti* e *Neopontonides brucei*). *Neopontonides brucei* foi coletado pela primeira vez no litoral sul do estado, o que ampliou sua distribuição geográfica conhecida. Foi possível descrever de forma inédita a morfologia da zoea I de 4 espécies (*Periclimenes paivai*, *Leander paulensis*, *Nematopalaemon schmitti* e *Alpheus intrinsecus*) e redescrever a de *Ogyrides alphaerostris*. Os resultados provenientes das descrições permitiram diferenciar as espécies capturadas utilizando a morfologia externa do primeiro estágio larval. As informações sobre a biodiversidade e morfologia larval geradas auxiliarão no desenvolvimento de futuros projetos abordando aspectos ainda pouco estudados no grupo taxonômico em questão, como a ecologia larval com ênfase em processos de migração, dispersão e recrutamento, considerados processos chave da história de vida inicial desses organismos. Esse tipo de informação pode contribuir com o desenvolvimento de futuros planos de manejo, auxiliando a conservação da carcinofauna da região.

Palavras-chave: Decapoda; desenvolvimento larval; chave de identificação; Cananeia

Abstract

Abstract

Pantaleão JAF. Biodiversity and morphology of the first larval stage (zoea I) of caridean shrimps caught by trawling in southern São Paulo state, Brazil. 2017. 133pp. Thesis (PhD) – Institute of Biosciences of Botucatu, São Paulo State University “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu, 2017.

The aim of the present study was to investigate the biodiversity and to describe the first larval stage (zoea I) of caridean shrimps from soft bottom that are captured by trawling in the Cananeia region, São Paulo, Brazil. Collections were made monthly in a period of 2 years (July 2012 to June 2014), in two areas (one marine and one with estuarine influence) with a shrimp fishing boat equipped with an otter trawl net (4 meters opening). The monthly sampling effort was three hours. For species which females with embryos were not sampled, it were used larvae of matrices from simultaneous samplings at other locations. The total of 3,066 captured shrimps included eight species, seven genera, and four families: Hippolytidae (*Exhippolysmata oplophoroides*), Ogyrididae (*Ogyrides alphaerostris*), Alpheididae (*Alpheus intrinsecus* and *A. carlae*) and Palaemonidae (*Leander paulensis*, *Periclimenes paivai*, *Nematopalaemon schmitti* and *Neopontonides brucei*). *Neopontonides brucei* was collected for the first time on the southern coast of São Paulo state, what expanded its known geographical distribution. It was possible to describe the morphology of the zoea I of 4 species for the first time (*Periclimenes paivai*, *Leander paulensis*, *Nematopalaemon schmitti* and *Alpheus intrinsecus*) and to redescribe *Ogyrides alphaerostris*. The results from the descriptions allowed differentiating the captured species using the external morphology of the first larval stage. The generated information on the biodiversity and larval morphology will help the development of future projects focusing on some aspects not yet studied for the targeted taxonomic group, such as larval ecology with emphasis on migration, dispersion and recruitment, considered key processes in the initial life history of these organisms. This type of information can contribute to the development of future management plans, helping the conservation of the crustacean fauna of the region.

Keywords: Decapoda; larval development; identification key; Cananeia

Sumário

Sumário

Introdução	14
Caracterização do grupo estudado	15
Importância do conhecimento sobre a biodiversidade	16
Desenvolvimento e morfologia larval em Caridea	17
Importância das descrições larvais	23
Racional do Projeto	26
Referências	27
Objetivos	31
Resultados e Discussão	33
Capítulo 1	34
Capítulo 2	54
Artigo 1	56
Artigo 2	65
Artigo 3	90
Artigo 4	104
Considerações Finais	124
Conclusões	132

Introdução

Introdução

Caracterização do grupo estudado

A ordem Decapoda Latreille 1801 compreende um grupo diversificado de crustáceos, cujos representantes, os mais populares invertebrados bentônicos (camarões, caranguejos e lagostas), apresentam diversas adaptações a hábitos de vida variados (Chacur & Negreiros-Fransozo 1998). No decorrer da evolução dos Decapoda, houve o surgimento de uma inovação, considerada de extrema importância sob o aspecto reprodutivo, que foi o aparecimento da incubação pleopodial, com posterior eclosão das larvas tipicamente no estágio de zoea, o que resultou em grande sobrevivência da prole. Conforme Saint-Laurent (1979), esse modo de desenvolvimento caracteriza a subordem Pleocyemata Burkenroad 1963, onde estão incluídos os camarões pertencentes à infraordem Caridea Dana 1858. Na verdade, existem três grupos taxonômicos de decápodes conhecidos como camarões, mas que não necessariamente possuem relações filogenéticas estreitas: os Penaeidea (Rafinesque 1815) (Subordem Dendrobranchiata Bate 1888), os quais não incubam os ovos, os Stenopodidea Spence Bate 1888 e os Caridea (Subordem Pleocyemata) (Fiedler 2000).

A Infraordem Caridea, em relação aos Decapoda, representa o segundo maior grupo quanto à riqueza, composto por 3438 espécies (De Grave & Fransen 2011). Os carídeos se estabeleceram com sucesso não apenas em ambientes marinhos, mas também em ambientes salobros e de águas continentais (Bauer 2004) e são encontrados em todas as latitudes, desde as regiões tropicais até polares, em substratos não consolidados e consolidados.

Além da grande diversidade de ambientes ocupados pelos carídeos e de seus respectivos nichos ecológicos, verifica-se também uma proporcional variação quanto às estratégias e táticas reprodutivas das muitas espécies conhecidas. Este fato pode ser

evidenciado pela variabilidade de padrões nos seus ciclos e histórias de vida e pelas diferentes estratégias de estabelecimento em muitos ambientes (Sastry 1983). As hipóteses de como evoluíram as diferenças interespecíficas relacionadas aos aspectos reprodutivos dos carídeos vêm sendo tema para uma série de trabalhos de caráter evolutivo (Bauer 1992; 1996; Correa & Thiel 2003; McNamara et al. 2015).

Importância do conhecimento sobre a biodiversidade

O impacto da pesca de camarões em regiões costeiras tem causado perdas significativas na biomassa e na biodiversidade dos ambientes não consolidados (Pauly et al. 2002; Castilho et al. 2008). Várias espécies de baixo ou nenhum valor econômico e não exploradas comercialmente, são capturadas intensivamente junto às espécies de interesse econômico, como é o caso dos camarões carídeos. O conjunto dessas espécies capturadas acidentalmente, sem que isso necessariamente implique uma relação taxonômica entre elas, é denominado "fauna acompanhante" (Graça-Lopes 1996). Tal captura constitui um potencial risco ao equilíbrio ambiental (Graça-Lopes et al. 2000) e deve-se principalmente à não seletividade dos apetrechos da pesca de arrasto. Geralmente, a fauna acompanhante oriunda da pesca camaroeira é caracterizada pela alta diversidade e grande biomassa, quando comparada à dos camarões alvo da pesca, podendo chegar a uma relação que varia de 11:1 (Conolly 1986) a 20:1 (Eayrs 2007).

A falta de conhecimento da biodiversidade e abundância, principalmente daquelas comunidades visadas pelas frotas pesqueiras, diminui a eficiência de aplicações de alternativas para proteção de seus estoques (Castilho et al. 2008). Muitas vezes, estratégias de preservação são utilizadas baseando-se em resultados obtidos em outras regiões, levantando indagações relacionadas à mutabilidade dos estoques pesqueiros frente à variação ambiental em cada região. O período de defeso que proíbe

a pesca de camarões no Brasil ocorre no período de 1 de março a 31 de maio de acordo com a lei (Portaria Normativa nº 189/2008) (IBAMA, 2008), e o recrutamento juvenil é o parâmetro populacional aplicado pela legislação brasileira para regulamentar a pesca (Santos et al. 2006).

Nesse contexto, os estudos de comunidades de animais bentônicos que habitam a plataforma continental apresentam grande importância ecológica, principalmente em áreas onde existem espécies de alto valor econômico (Abelló et al. 1998). O manejo sustentável e a exploração dos recursos pesqueiros exigem, além de um claro entendimento sobre a biodiversidade, informações sobre a biologia reprodutiva das espécies (Carbonell et al. 2006; Aragón-Noriega & García-Juárez 2007). Assim, conhecer também as formas larvais das espécies permite a realização de estudos ecológicos sem a necessidade de interferir nas formas adultas, pois as larvas podem ser mais facilmente coletadas com redes de plâncton.

Desenvolvimento e morfologia larval em Caridea

O termo "larva" pode ser definido como uma forma de desenvolvimento inicial de vida livre, a qual difere em traços específicos das etapas posteriores da história de vida de uma mesma espécie. Esses traços compreendem características morfológicas, mas também comportamentais relacionadas à alimentação e locomoção, que representam adaptações ao estilo de vida planctônico e permitem a exploração de recursos diferentes dos quais os adultos dependem (Anger 2006). Esse mesmo autor explica que, uma larva não pode ser reconhecida pela falta, ou desenvolvimento incompleto de características dos adultos, mas sim pela presença de características larvais transitoriamente exclusivas de cada estágio, durante o desenvolvimento ontogenético.

O desenvolvimento de crustáceos pode ser direto, no qual ocorre eclosão em uma forma muito similar ao adulto, ou inteiramente anamórfico, em que ocorrem formas larvais que passam por mudas sucessivas para aumento do tamanho corpóreo e adição de segmentos e apêndices (Harvey et al. 2002). O desenvolvimento larval de crustáceos inclui uma fase pelágica que pode durar de várias semanas até mais de um ano. Em muitos outros taxa, aqueles com desenvolvimento abreviado, as larvas podem ser exclusivamente bentônicas, ou passar apenas um tempo curto no plâncton (Johnson 1974). Muitas larvas de crustáceos são inicialmente lecitotróficas (alimentam-se pela absorção do vitelo), mas a maioria é planctotrófica (alimentam-se de plâncton) em algum momento de sua vida pelágica (Harvey et al. 2002).

A fase larval em Decapoda geralmente possui três subdivisões, com números variáveis de estágios: a fase nauplius, fase zoea e fase decapodito, as quais são seguidas pela fase juvenil (Vogt 2013). Os Pleocyemata (“decápodes incubadores de ovos”) geralmente eclodem como uma zoea mais ou menos avançada ou fase posterior (Anger 2001). A distinção entre cada fase larval baseia-se, principalmente, nos apêndices utilizados durante a locomoção.

Para que se possa fazer a distinção dos apêndices utilizados em cada fase larval, apresentamos a seguir a composição morfológica geral de um crustáceo decápode adulto: cabeça com cinco segmentos e um tronco pós-cefálico dividido em tórax e abdome. Os segmentos da cabeça possuem o primeiro par de antenas (antênulas), o segundo par de antenas, o par de mandíbulas, o primeiro par de maxilas (maxílulas) e o segundo par de maxilas. Três pares de toracópodes (apêndices torácicos) modificados em maxilípedes birremes (possuem endopodito e exopodito) se fundem à cabeça para formar o cefalotórax recoberto pela carapaça. Possuem cinco pares de pereópodes unirremes ou com exopodito muito reduzido (daí o nome Decapoda), um ou mais pares

de pereópodes anteriores geralmente quelados (possuem quela). O abdome (pléon) com 6 segmentos termina no telson e possui cinco pares de pleópodes (apêndices abdominais) birremes e um par de urópodes birremes. Os urópodes amplos e achatados, se localizam lateralmente ao telson, formando o leque caudal (Brusca & Brusca 2007).

A fase nauplius é a primeira fase larval, comum a todos os crustáceos, embora na maioria dos decápodes ocorra antes da eclosão, como é o caso do grupo estudado (Caridea). Tem como característica três somitos, cobertos por uma 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. Possui um olho simples mediano (olho naupliar). Em Decapoda, náuplios livre natantes ocorrem apenas em Dendrobranchiata.

A fase de zoea, pode ser definida da seguinte forma, baseado em Harvey et al. (2002) e Anger (2006): zoea é morfologicamente mais avançada que um nauplius, locomovendo-se com apêndices torácicos funcionais. Nas zoeas iniciais, a propulsão ocorre por meio dos exopoditos dos maxilípedes e em algumas zoeas mais avançadas (posteriores) também pelos exopoditos dos pereópodes, pois os apêndices cefálicos perdem essa função. Semelhantes à condição juvenil e adulta, em zoeas posteriores os apêndices cefálicos estão já envolvidos na percepção do ambiente e manipulação de alimentos. No entanto, os apêndices abdominais (pleópodes) ainda estão completamente ausentes ou são rudimentares e não-funcionais. Geralmente estão presentes os seguintes apêndices no primeiro estágio de zoea (zoea I) de carídeos: antênula, antena, mandíbula, maxílula, maxila, três maxilípedes, um ou dois pereópodes.

A última fase larval, denominada decapodito possui, geralmente, apenas um estágio. Esta pode ser considerada uma fase de transição entre a fase zoeal e a fase

juvenil de crescimento. A função locomotora muda para os pleópodes providos de cerdas natatórias e os pereópodes unirremes para rastejar ou caminhar já estão presentes.

Especificamente para os carídeos (marinhos e dulcícolas), alguns autores revisaram os tipos de desenvolvimento larval para diferentes famílias, entre eles podemos citar: Knowlton (1973) para Alpheidae Rafinesque 1815, Jalihal et al. (1993) para Palaemonidae Rafinesque 1815 e Lai & Shay (2009) para Atyidae De Haan, 1849. Baseando-se em tais revisões, podemos generalizar o desenvolvimento larval em três principais tipos: (1) comum ou prolongado, com grande número de ovos de tamanho pequeno, larvas eclodidas como uma zoea típica, geralmente de oito a 12 estágios de zoea; (2) abreviado, com ovos um pouco menos numerosos, de tamanho maior (> 1 mm), eclosão como uma zoea avançada que completa o desenvolvimento larval em quatro mudas ou menos; (3) completamente suprimido ou direto, sem fase larval planctônica, o primeiro estágio eclode com forma semelhante à adulta (decapodito ou juvenil, por exemplo).

A descrição exata dos tipos de cerdas presentes em cada apêndice é importante por ser uma característica relevante na diferenciação entre espécies. Existem muitos termos que se referem a essas estruturas e, geralmente, tais termos não são consistentes na maioria dos trabalhos com larvas de carídeos. Por isso, aqui será apresentada uma descrição das principais estruturas cuticulares que são comumente encontradas nas zoeas do grupo (Fig. 1), utilizando uma combinação das descrições disponíveis em Pohle & Telford (1981), Garm (2004) e Pantaleão et al. (no prelo):

Cerda ou seta: a estrutura geral de uma cerda apresenta uma parte chamada haste, com dois tipos de projeções: sétulas e dentículos.

Sétulas: variam em comprimento, distribuição e abundância; elas são articuladas em sua base, na junção com a haste. Pode apresentar ramificações chamadas setuletas.

Dentículos: projetam-se diretamente da haste, não possuem articulação.

Cerda simples: não apresenta sétulas ou projeções em sua haste principal; pode ser encontrada em vários comprimentos.

Cerda plumosa: apresenta sétulas finas em lados opostos da haste principal.

Cerda plumosa natatória: é uma cerda plumosa, mas caracterizada por um eixo extremamente longo.

Cerda plumodenticulada: apresenta sétulas na parte basal até mediana da haste e dentículos na porção distal; apresenta grande variação em comprimento, espessura da haste e, principalmente, no número e distribuição das sétulas e dentículos.

Cerda cuspidada: apresenta a base e a haste fortes, com dentículos distribuídos até a sua extremidade; geralmente, apresenta dentículos mais próximos da metade distal da haste.

Cerda serrada: apresenta fileiras de sétulas rígidas ou dentículos finos que saem da haste a um ângulo de 45°.

Cerda paposa: apresenta haste longa com sétulas irregulares muito longas, geralmente na porção distal da cerda.

Esteto ou estetasco: liso, muito delicado, comprimento variável, extremidade geralmente arredondada; é uma cerda especializada encontrada apenas nas antenas dos crustáceos.

Espinho: estrutura robusta, sem evidência de articulação na base, como o soquete de uma cerda.

Microtríquia: extremamente pequena, delicada, flexível e agregada na superfície das maxílulas e maxilas das zoeas.

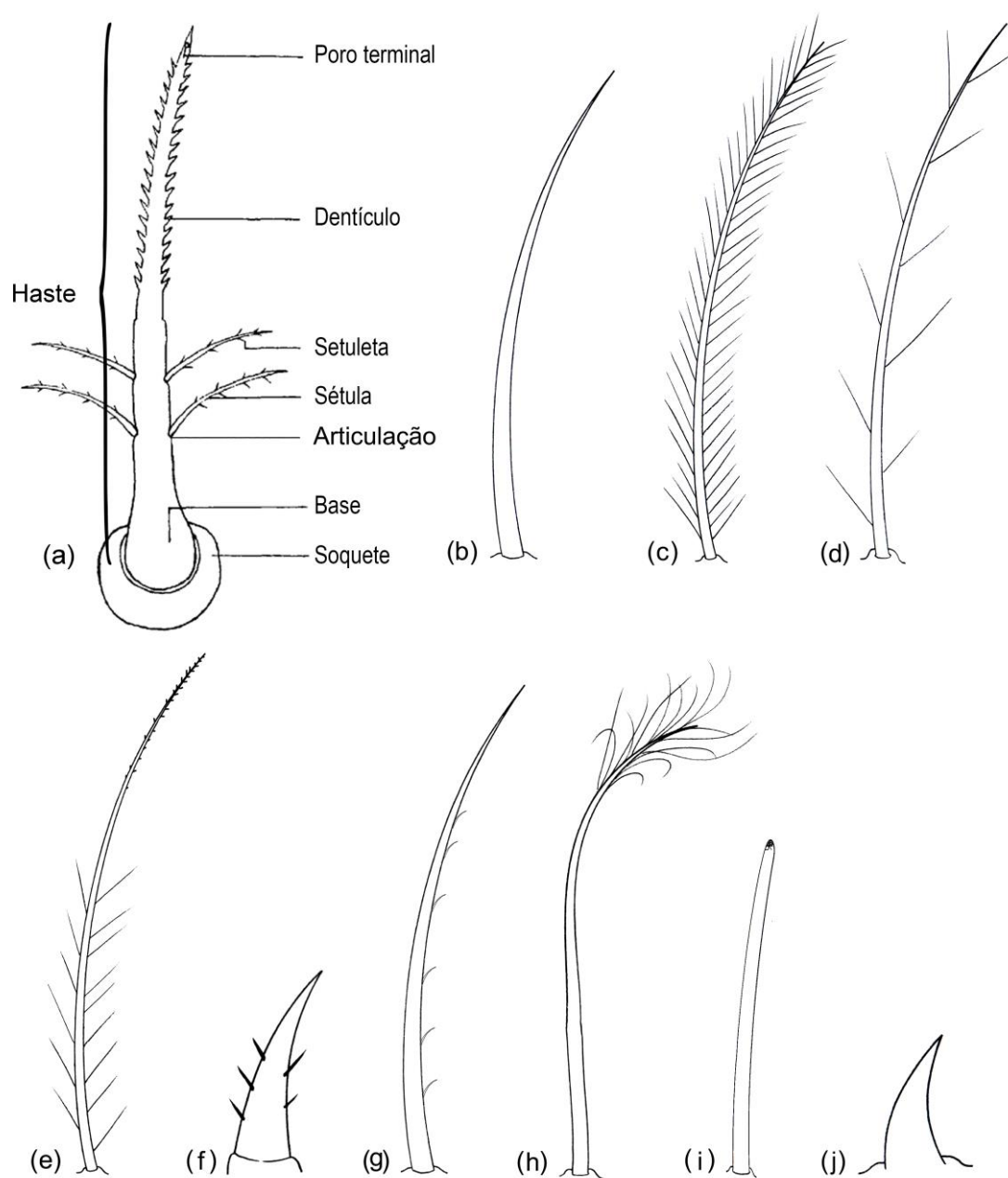


Figura 1. Representação da maioria das estruturas encontradas nos apêndices dos estágios iniciais de carídeos, modificado de Pantaleão et al. (no prelo). a. Esquema ilustrado de uma cerda modificado de Pohle & Telford (1981); b. Cerda simples; c. Cerda plumosa; d. Cerda esparsamente plumosa; e. Cerda plumodenticulada; f. Cerda cuspidada; g. Cerda serrada; h. Cerda paposa; i. Esteto; j. Espinho. (Fora de escala)

Importância das descrições larvais

Recentemente, o aparecimento de ferramentas cada vez mais sofisticadas e acessíveis para gerar e analisar informações sobre genética molecular em estudos sobre a sistemática dos Decapoda tem culminado em expressivas alterações nas classificações anteriores (Mathews 2006; Ashelby et al. 2012). Como consequência, nos últimos anos houve um grande aumento no número de espécies de camarões descritas, ou ainda, na quantidade de espécies, válidas anteriormente, sendo subdivididas.

Muitas vezes tais divisões são baseadas apenas em estudos moleculares e os caracteres diagnósticos para identificação das novas espécies são de difícil observação, em alguns casos baseados apenas em coloração. Assim, podemos citar a recente divisão de um complexo de espécies do gênero *Alpheus* Fabricius 1798. Após a constatação de que *Alpheus armillatus* H. Milne Edwards 1837 tratava-se na verdade de um complexo, Anker (2012) o dividiu em 11 espécies, sendo que sete delas foram descritas como novas. Das espécies que compõem o complexo, quatro possuem ocorrência no Brasil, sendo que três delas podem ser encontradas na região de Cananeia, de acordo com as distribuições geográficas disponibilizadas por Anker (2012).

Outro exemplo semelhante é o das espécies do gênero *Periclimenes* O. G. Costa 1844. Esse gênero possui quatro espécies registradas no Brasil (Vieira et al. 2012), incluindo *Periclimenes paivai* Chace, 1969, com ocorrência também registrada na região de Cananeia. Diversas espécies foram realocadas para outros gêneros recentemente e ainda é considerado um grupo polifilético, podendo sofrer outras subdivisões (Bruce 2007; De Grave & Fransen 2011).

De acordo com De Grave & Fransen (2011) os dois gêneros mencionados acima correspondem ao segundo (*Alpheus*) e quinto (*Periclimenes*) gêneros mais especiosos dentro dos Caridea. O status monofilético desses mega-gêneros tem sido questionado nos últimos anos e este ranking pode alterar substancialmente com o avanço de estudos

filogenéticos (De Grave & Fransen 2011; Kou et al. 2013). Em tais casos, uma análise da morfologia das respectivas larvas é de grande valia e pode auxiliar na resolução de problemas de classificação dos táxons recentes (Geiselbrecht & Melzer 2009). Contudo, em adição ao número limitado de estudos descritivos sobre a morfologia larval de decápodes, uma grande porcentagem dos estudos existentes é baseada em organismos coletados de amostras de plâncton ou criados em condições de laboratório a partir de fêmeas que não foram identificadas com precisão (González-Gordillo et al. 2001).

Além disso, inúmeras descrições publicadas são incompletas ou muito gerais, com ilustrações inadequadas que não se enquadram no padrão proposto por Clark et al. (1998), conforme salienta Vela & González-Gordillo (2016). Em casos mais críticos a identificação das espécies descritas pode apresentar equívocos (Anger 2001). Muitas descrições antigas, por exemplo, não discriminavam os tipos de cerdas encontradas nos apêndices. Ao redescrever o desenvolvimento larval completo de *Lysmata seticaudata* (Risso 1816), Calado et al. (2004) observaram diferenças marcantes na quantidade e posição de alguns espinhos importantes para a correta identificação da espécie, em relação às descrições anteriores.

Uma vantagem de obter os estágios de desenvolvimento por meio de criação em laboratório, é poder recolher todas as etapas do ciclo de vida em um período relativamente curto e obter um número de amostras suficientes para estudos morfológicos detalhados (Clark et al. 1998). Além disso, pode se preservar as fêmeas (reprodutoras) em coleção científica associada ao seu conjunto de larvas, o que possibilita a correta identificação das fêmeas parentais. Dessa forma, a melhor maneira de descrever corretamente e de ter certeza sobre a correta identificação das larvas de camarões é obtê-las em laboratório, começando com larvas provenientes de adultos identificados com segurança (Jackson et al. 1989).

Além da importância em um contexto taxonômico e filogenético, as descrições das formas larvais em Decapoda, também contribuem para o avanço de estudos ecológicos, como por exemplo: entender as estratégias de vida, o recrutamento e a dinâmica populacional, incluindo a distribuição espaço-temporal das populações no plâncton (González-Gordillo & Rodriguez 2000). Historicamente as descrições não só forneceram as primeiras informações sobre a morfologia dos estágios de vida desses organismos, mas também, estimularam inúmeros estudos sobre o plâncton em geral (Anger 2001). Entretanto, este tipo de estudo apresenta um problema principal: a identificação das espécies requer a utilização de chaves de identificação, que muitas vezes são insuficientes devido ao pequeno conhecimento das formas larvais (Negreiros-Fransozo et al. 2002). Dessa forma, conclui-se ser de suma importância conhecer os estágios larvais para detectar locais e épocas de desova, bem como para conhecer melhor a ecologia larval das espécies (Iorio et al. 1990).

Racional do projeto

A morfologia larval apresenta grande potencial para fornecer informações em contextos taxonômicos, filogenéticos e ecológicos (Pohle & Marques 2000; Mantelatto et al. 2014; Vela & González-Gordillo 2016). Desta forma, propomos aqui conhecer a composição e descrever a morfologia do primeiro estágio larval (zoea I) das espécies de carídeos capturadas pela pesca de arrasto na região de Cananeia, litoral sul de São Paulo. Essas descrições podem contribuir, por exemplo, com estudos envolvendo as relações de parentesco do grupo, além de permitir a identificação dos principais locais de desova, auxiliando na tomada de decisões conservacionistas.

Nossa hipótese de trabalho é que seja possível distinguir as espécies que ocorrem na região baseando-se na morfologia do primeiro estágio larval. Por amostrarmos também uma região com influência estuarina (Mar Pequeno) na região de Cananeia, é possível que capturaremos uma riqueza de espécies maior do que aqueles estudos focados exclusivamente em região marinha litorânea. Assim, poderemos abranger de forma mais completa a fauna de carídeos capturada pela pesca de arrasto.

Referências

- Abelló P, Alladares FJ, Castellón A. 1998. Analysis of the structure of decapod crustacean assemblages off the Catalan coast (North-West Mediterranean). *Marine Biology*. 98: 39-49.
- Anger K. 2001. The biology of decapod crustacean larvae. Vol. 14. Lisse, The Netherlands: AA Balkema Publishers, 419 pp.
- Anger K. 2006. Contributions of larval biology to crustacean research: a review. *Invertebrate Reproduction & Development*. 49(3): 175-205.
- Anker A. 2012. Revision of the western Atlantic members of the *Alpheus armillatus* H. Milne Edwards, 1837 species complex (Decapoda, Alpheidae), with description of seven new species. *Zootaxa*. 3386: 1-109.
- Aragón-Noriega EA, García-Juarez AR. 2007. Comparison of two methods to determine the maturity period in penaeid shrimps (Decapoda, Penaeidae). *Crustaceana*. 80: 513-521.
- Ashelby CW, Page TJ, De Grave S, Hughes JM, Johnson ML. 2012. Regional scale speciation reveals multiple invasions of freshwater in Palaemoninae (Decapoda). *Zoologica Scripta*. 41: 293–306.
- Bauer RT. 2004. Remarkable shrimps: adaptations and natural history of carideans. University of Oklahoma Press, Norman, 282pp.
- Bauer RT. 1992. Testing generalizations about latitudinal variation in reproduction and recruitment patterns with sicyoniid and caridean shrimp species. *Invertebrate Reproduction & Development*. 22(1-3): 193-202.
- Bauer RT. 1996. A test of hypotheses on male mating systems and female molting in decapod shrimp, using *Sicyonia dorsalis* (Decapoda: Penaeoidea). *Journal of Crustacean Research*. 16: 429-437.
- Bruce AJ. 2007. A re-definition of the genus *Periclimenes* Costa 1844, and the designation of a new genus *Margitonia* (Crustacea: Decapoda: Pontoninae). *Cahiers de Biologie Marine*. 48(4): 403–406.
- Brusca RC, BRUSCA GJ. 2007. Invertebrados. Segunda edição. Editora Guanabara-Koogan, Rio de Janeiro. 968pp.
- Calado R, Bartilotti C, Narciso L, Dos Santos, A. 2004. Redescription of the larval stages of *Lysmata seticaudata* (Risso, 1816) (Crustacea, Decapoda, Hippolytidae) reared under laboratory conditions. *Journal of Plankton Research*. 7: 737-752.
- Carbonell A, Grau A, Laurence V, Gomez C. 2006. Ovary development of the red shrimp, *Aristeus antennatus* (Risso, 1816) from the Northwestern Mediterranean Sea. *Crustaceana*. 79: 727-743.
- Castilho AL, Pie MR, Fransozo A, Pinheiro AP, Costa RC. 2008a. The relationship between environmental variation and species abundance in shrimp community

- (Crustacea: Decapoda:Penaeoidea) in south-eastern Brazil. Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom. 88(1): 119-123.
- Chacur MM, Negreiros-Fransozo ML. 1998. Aspectos biológicos do camarão-espinho *Exhippolysmata oplophoroides* (Holthuis, 1948) (Crustacea, Caridea, Hippolytidae). Revista Brasileira de Biologia. 59(1): 173-181.
- Clark PF, Calazans DD, Pohle GW. 1998. Accuracy and standardization of Brachyuran larval descriptions. Invertebrate Reproduction & Development. 33(2-3): 127-144.
- Conolly PC. 1986 Status of the brazilian shrimp fishing operations and results of related research. FAO General Contribution. 3: 1-28.
- Correa C, Thiel M. 2003. Mating systems in caridean shrimp (Decapoda: Caridea) and their evolutionary consequences for sexual dimorphism and reproductive biology. Revista Chilena de Historia Natural. 76: 187-203.
- De Grave S, Fransen CHJM. 2011. Carideorum catalogus: the recent species of the dendrobranchiate, stenopodidean, procarididean and caridean shrimps (Crustacea: Decapoda). Zoologische Mededeelingen. 85(9): 195-589.
- Eayrs S. 2007 Guía para reducir la captura de fauna incidental (bycatch) en las pesquerías por arrastre del camarón tropical. FAO, Rome, 110pp.
- Fiedler GC. 2000. Sex determination and reproductive biology of two caridean shrimp genera: *Hymenocera* and *Lysmata*. University of Hawaii. Tese de Doutorado, 220pp.
- 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: 233-252.
- Geiselbrecht H, Melzer RR. 2009. Morphology of the first zoeal stage of the partner shrimp *Periclimenes amethysteus* Risso, 1827 (Decapoda: Caridea: Palaemonidae: Pontoniinae) studied with the Scanning EM. Zootaxa. 2140: 45-55.
- González-Gordillo JI, Rodríguez A. 2000. Larval development of *Philocheras fasciatus* (Risso, 1816) (Decapoda, Caridea) reared in the laboratory, comparison with plankton larvae and occurrence of accelerated development. Journal of Plankton Research. 22(10): 1909-1924.
- González-Gordillo JI, Dos Santos A, Rodríguez A. 2001. Checklist and annotated bibliography of decapod Crustacea larvae from the Southwestern European coast (Gibraltar Strait area). Scientia Marina. 65: 275-305.
- Graça-Lopes R. 1996. A pesca do camarão sete-barbas *Xiphopenaeus kroyeri* (Heller, 1862) e sua fauna acompanhante no litoral do Estado de São Paulo. Tese de doutorado, UNESP, Rio Claro. 99pp.
- Graça-Lopes R, Tomás ARG, Tutui SLS, Severino-Rodrigues E. 2000. Captura e aproveitamento da fauna acompanhante pela pesca camaroeira paulista: uma contribuição ao manejo. Publicações ACIESP, 109-I. In: Simpósio de Ecossistemas Brasileiros: Conservação, 5, 10 a 15/out, Vitória, 2000. Universidade Federal do Espírito Santo e Academia de Ciências do Estado de São Paulo. 1: 109-118

- Harvey AW, Martin JW, Wetzer R. 2002. Phylum Arthropoda: Crustacea, In: Young CM et al. (Ed.) Atlas of marine invertebrate larvae. 337-369.
- IBAMA. 2008. Instrução Normativa Nº 189, de 23 de setembro de 2008. Reunião final com representações das regiões sudeste e sul, ocorrida em Itajaí/SC, no dia 21 de agosto de 2008; Processo IBAMA/SC nº 2026.001828/ 2005-35.
- Iorio MI, Scelzo MA, Boschi EE. 1990. Desarrollo larval y postlarval del langostino *Pleoticus muelleri* Bate, 1888 (Crustacea, Decapoda, Solenoceridae). Scientia Marina. 54(4): 329-341.
- Jackson CJ, Rothlisberg PC, Pendrey RC, Beamish MT. 1989. A key to genera of the penaeid larvae and early postlarvae of the Indo-West Pacific region, with descriptions of the larval development of *Atypopenaeus formosus* Dall and *Metapenaeopsis palmensis* Haswell (Decapoda: Penaeoidea: Penaeidae) reared in the laboratory. Fisheries Bulletin. 87: 703-733.
- Jalihal DR, Sankolli KN, Shenoy S. 1993. Evolution of larval developmental patterns and the process of freshwaterization in the prawn genus *Macrobrachium* Bate, 1868 (Decapoda, Palaemonidae). Crustaceana. 65: 365-376.
- Johnson MW. 1974. On the dispersal of lobster larvae into the East Pacific Barrier (Decapoda, Palinuridea). Fisheries Bulletin. 72: 639-647.
- Knowlton RE. 1973. Larval development of the snapping shrimp *Alpheus heterochaelis* Say, reared in the laboratory. Journal of Natural History. 7: 273-306.
- Lai HT, Shy JY. 2009. The larval development of *Caridina pseudodenticulata* (Crustacea, Decapoda, Atyidae) reared in the laboratory with a discussion of larval metamorphosis types. The Raffles Bulletin of Zoology. 20: 97-107.
- Mantelatto FL, Reigada ALD, Gatti ACR, Cuesta JA. 2014. Morphology of the first zoeal stages of five species of the portunid genus *Callinectes* (Decapoda, Brachyura) hatched at the laboratory. Anais da Academia Brasileira de Ciências. 86(2): 755-767.
- Mathews LM. 2006. Cryptic biodiversity and phylogeographic patterns in a snapping shrimp species complex. Molecular Ecology. 15: 4049-4063.
- McNamara JC, Freire CA, Torres Jr. AH, Faria SC. 2015. The conquest of fresh water by the palaemonid shrimps: an evolutionary history scripted in the osmoregulatory epithelia of the gills and antennal glands. Biological Journal of the Linnean Society. 114(3): 673-688.
- Negreiros-Fransozo ML, Gonzalez-Gordillo JI, Fransozo A. 2002. First larval stage of *Exhippolysmata oplophoroides* (Holthuis, 1948) (Decapoda, Caridea, Hippolytidae) obtained in laboratory. Nauplius. 10(1): 67-71.
- Pantaleão JAF, Gregati RA, Costa RC, Lopez-Greco LS, Negreiros-Fransozo ML. (no prelo). Post-hatching development of the ornamental 'Red Cherry Shrimp' *Neocaridina davidi* (Bouvier, 1904) (Crustacea, Caridea, Atyidae) under laboratorial conditions. Aquaculture research. DOI:10.1111/are.12903.

- 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.
- Kou Q, Li X, Chan TY, Chu KH, Huang H, Gan Z. 2013. Phylogenetic relationships among genera of the *Periclimenes* complex (Crustacea: Decapoda: Pontoniinae) based on mitochondrial and nuclear DNA. *Molecular Phylogenetics and Evolution*. 68(1):14-22.
- Pauly D, Christensen V, Gu  nette S, Pitcher TJ, Sumaila UR, Walters CJ, Watson R, Zeller D. 2002. Towards sustainability in world fisheries. *Nature*. 418: 689–695.
- Pohle G, Marques F. 2000. Larval stages of *Paradasyggius depressus* (Bell, 1835) (Crustacea: Decapoda: Brachyura: Majoidea) and a phylogenetic analysis for 21 genera of Majidae. *Proceedings of the Biological Society of Washington*. 113(3): 739-760.
- Saint-Laurent M. 1979. Ver une nouvelle classification d  s Crustac  s D  capodes Reptantia. *Bull. Off. Natn. P    . Tunisie*. 3: 15-31.
- Santos MCF, Pereira J  , Ivo CTC, Souza RFC. 2006. Crescimento do camar  o branco, *Litopenaeus schmitti* (Burkenroad, 1936) (Crustacea, Decapoda, Penaeidae), no Nordeste do Brasil. *Boletim T  cnico-Cient  fico do Cepene*. 14(1): 59-70.
- Sastry AN. 1983. Ecological aspects of reproduction. In: *The Biology of Crustacea*, Vol. 8, Environmental Adaptations, Vernberg FJ, Vernberg WB. 179-270. New York: Academic Press.
- Vela MJ, Gonz  lez-Gordillo JI. 2016. Larval descriptions of the family Porcellanidae: A worldwide annotated compilation of the literature (Crustacea, Decapoda). *ZooKeys*. 564: 47–70.
- Vieira RRR, Ferreira RS, D’Incao F. 2012. Pontoniinae (Crustacea: Decapoda: Caridea) from Brazil with taxonomic key. *Zootaxa*. 3149: 1–38.
- Vogt G. 2013. Abbreviation of larval development and extension of brood care as key features of the evolution of freshwater Decapoda. *Biological Review*. 88: 81– 116.

Objetivos

Objetivos

Objetivo geral

Averiguar a biodiversidade e descrever o primeiro estágio larval (zoea I) dos camarões Caridea de substrato não consolidado que são capturados pela pesca de arrasto na região de Cananeia, São Paulo, Brasil.

Objetivos específicos

- I. Investigar a composição da fauna de camarões carídeos da região litorânea de Cananeia (até os 20 metros), com ênfase na riqueza, abundância e épocas em que são encontradas fêmeas reprodutivas (carregando embriões).
- II. Descrever de forma detalhada a morfologia da zoea I das espécies de Caridea capturadas pela pesca de arrasto na região e comparar com descrições prévias.
- III. Propor uma chave de identificação para as larvas (zoea I) das espécies aqui descritas, incluindo aquelas que foram capturadas durante o estudo e já possuíam descrições disponíveis na literatura.

Resultados e Discussão

Capítulo 1

Capítulo 1

Composição de camarões carídeos marinhos (Crustacea, Decapoda, Caridea) capturados pela pesca de arrasto na região de Cananeia, sul do estado de São Paulo

Resumo

O intuito do presente capítulo é conhecer a fauna de camarões carídeos capturados pela pesca de arrasto na região litorânea de Cananeia, São Paulo. Para tanto, foram realizadas coletas mensais durante um período de 2 anos (julho de 2012 a junho de 2014) em duas áreas, uma marinha costeira e uma com influência estuarina (Mar Pequeno), com um barco camaroeiro equipado com rede de arrasto de portas (4 metros de abertura). O esforço amostral totalizava três horas de arrasto mensalmente. O total de 3066 camarões capturados incluiu oito espécies, sete gêneros, e quatro famílias: Hippolytidae (*Exhippolysmata oplophoroides*), Ogyrididae (*Ogyrides alphaerostris*), Alpheidae (*Alpheus intrinsecus* e *A. carlae*) e Palaemonidae (*Leander paulensis*, *Periclimenes paivai*, *Nematopalaemon schmitti* e *Neopontonides brucei*). *Neopontonides brucei* foi coletado pela primeira vez no litoral sul do estado, o que ampliou sua distribuição geográfica conhecida. No geral, as espécies apresentaram maiores abundâncias no outono de ambos os anos. *Exhippolysmata oplophoroides* foi a espécie dominante na região, correspondendo a 95,69% de todos os indivíduos capturados durante o estudo. As informações sobre a biodiversidade local podem vir a contribuir para posteriores estudos ecológicos e, principalmente, para o desenvolvimento de planos de manejo no auxílio da conservação da carcinofauna da região.

Introdução

Com aproximadamente 3500 espécies descritas atualmente (De Grave et al. 2009; De Grave & Fransen 2011) os Caridea Dana 1858 compreendem o grupo mais representativo dentre os crustáceos chamados de “camarões”. Correspondem à segunda infraordem mais especiosa dentro dos Decapoda Latreille 1801, com aproximadamente metade da quantidade de espécies de Brachyura Latreille 1802, o táxon mais representativo da Ordem. Os camarões carídeos também são notáveis por sua diversidade ecológica, ocorrendo de regiões tropicais a polares, nos habitats intertidais, subtidais e pelágicos, em fundos consolidados e não consolidados, em algas e plantas marinhas, ou em simbiose com outros animais (Bauer 2004).

Para o estado de São Paulo ou até mesmo para o território brasileiro, não existe até o momento uma listagem precisa da quantidade de espécies de carídeos de área costeira, ou seja, incluindo região marinha e estuarina. Considerando todo o território nacional e apenas a família Palaemonidae Rafinesque 1815, grupo dominante dentre os Caridea, foram listadas 60 espécies (Ferreira et al. 2010).

Os trabalhos que abordaram a composição de camarões carídeos marinhos no estado de São Paulo, especificamente utilizando pesca de arrasto, registraram nove (Costa et al. 2000), três (Fransozo et al. 2002), sete (Furlan 2010) e quatro (Pantaleão et al. 2016) espécies respectivamente, na região de Ubatuba, litoral norte do estado. Também no estado de São Paulo, na região de Santos e São Vicente, Simões (2012) registrou 12 espécies incluindo amostragens em região estuarina.

O presente capítulo teve como objetivo investigar a composição da fauna de camarões carídeos da região litorânea de Cananeia, com ênfase na riqueza e abundância até os 20 metros de profundidade em substrato não consolidado. Nessas profundidades estão localizados os camarões peneídeos de maior interesse econômico da região, o

branco *Litopenaeus schmitti* (Burkenroad 1936) e o sete barbas *Xiphopenaeus kroyeri* (Heller 1862). Além disso, investigaremos também as épocas em que um maior número de fêmeas reprodutivas (carregando embriões) é encontrado na região. As informações apresentadas neste primeiro capítulo contribuirão para futuros estudos que enfoquem a captura de fêmeas reprodutivas ou larvas das espécies no plâncton.

Material e Métodos

Caracterização da área de estudo

O complexo Estuarino-Lagunar de Cananeia-Iguape está localizado no extremo sul da costa paulista (25°S – 48°W). Nessa região existe um conjunto de ilhas (Cardoso, Cananeia, Comprida e Iguape) localizadas próximas ao continente, sendo separadas desse por estreitos canais que se interligam entre si e com o Oceano Atlântico através de três desembocaduras: Ararapira, Cananeia e Icapara. Esse complexo lagunar é formado basicamente pelo Mar Pequeno, ao norte, em direção ao município de Iguape; pelo estreito canal do Ararapira, ao sul, rumo ao canal do Varadouro; e por diversas baías, como parte principal, em volta da Ilha de Cananeia, com aproximadamente 200 Km² (Tessler & Furtado 1983; Mendonça & Katsuragawa 2001) (Fig. 1). Essa região ocupa uma posição geográfica de abundantes precipitações, sendo irrigada por centenas de pequenos rios que geram uma mistura de águas continentais e marinhas (Mishima et al. 1985; 1986).

Reconhecida pelo seu alto grau de conservação, em 1993 a área foi considerada pela Unesco “Reserva da Biosfera da Floresta Atlântica” (Diegues 1987; Unesco 2005), e em 1999, foi nominada como “Patrimônio Mundial Natural” pela sua importância para a pesquisa científica e preservação dos valores humanos e dos conhecimentos tradicionais (Unesco, 1999). Apesar do alto nível de conservação ambiental, existe

intensa atividade pesqueira na região, especialmente em relação à pesca artesanal (Mendonça & Barbieri 2001; Mendonça & Katsuragawa 2001).

Variáveis ambientais

Como intuito de apresentar uma caracterização geral das condições nas quais a espécie foram capturadas, em cada ponto amostral foram monitoradas mensalmente a temperatura e salinidade de fundo. Essas variáveis ambientais foram averiguadas com uma sonda multiparâmetros (Eureka).

Amostragem dos camarões

Durante o período de julho de 2012 a junho de 2014 foram amostrados mensalmente sete pontos, sendo quatro no ambiente marinho costeiro (P1, P2, P3, P4) um na interface mar e estuário (P5) e dois na área com influência estuarina (Mar Pequeno; P6 e P7) (Fig. 1). As profundidades foram de, no máximo, 20 metros. Em ambos os ambientes, a captura foi efetuada com um barco camaroeiro equipado com rede de arrasto de portas tendo as seguintes medidas: 4 metros de largura de boca, 10 metros de comprimento e malhas com 20 milímetros de distância entrenós no corpo da rede e 18 milímetros de distância entrenós no ensacador final. Nos pontos de 1 a 5 o esforço amostral foi de 30 minutos/arrasto (área amostral $\approx 8.000 \text{ m}^2$). Os pontos 6 e 7 foram amostrados por 15 minutos cada, devido à presença de grande quantidade de materiais biogênicos (folhas, galhos, etc.) que inviabilizavam um esforço amostral de 30 minutos.

Após o término de cada arrasto, as redes eram recolhidas ao convés e o material biológico triado de forma preliminar. Em seguida, os camarões foram alocados em sacos plásticos etiquetados e acondicionados em caixas térmicas com gelo picado. No

laboratório, os camarões foram identificados de acordo com Costa et al. (2003), Houthuis (1993) e Christoffersen (1979). Nos casos em que não foi possível identificar os organismos em nível de espécie, os mesmos foram enviados a especialistas. Todos os indivíduos amostrados foram contados e, posteriormente, conservados em álcool etílico absoluto.

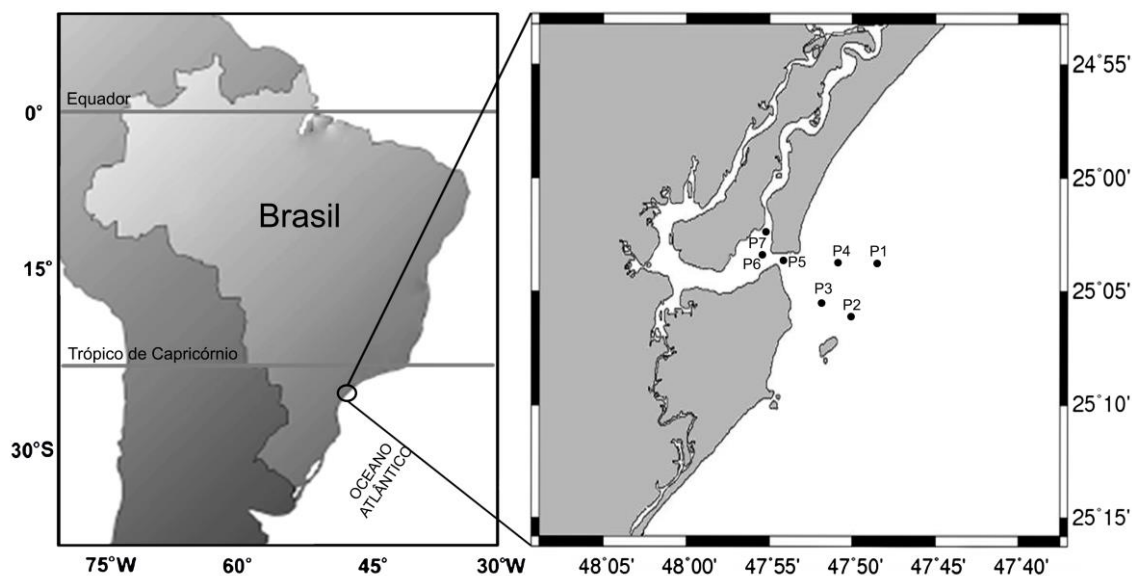


Figura 1. Mapa evidenciando o complexo Estuarino-Lagunar de Cananeia (Mar Pequeno), área marinha adjacente e a posição dos pontos amostrados (P1, P2, P3, P4, P5, P6 e P7).

Análise dos dados

Para cada mês e estação foi calculada a abundância (número total de indivíduos) e, para o agrupamento de todo o período amostral, a abundância relativa (número de indivíduos de uma determinada espécie / número total de indivíduos de todas as espécies) e a constância das espécies (número de amostras em que a espécie ocorreu / o número total de amostras realizadas).

Os camarões tiveram o abdome checado para constatação de fêmeas com embriões em cada ponto, mês (somando os pontos) e estação do ano. A partir destes dados, foi possível averiguar o período reprodutivo de cada espécie amostrada (com

exceção das espécies em que não foram amostradas fêmeas reprodutivas) e a porcentagem de fêmeas com embriões em relação ao total amostrado para cada espécie.

Resultados

Variáveis ambientais

A temperatura da água de fundo das áreas amostradas variou entre 17,2 °C em julho de 2013 e 29,8°C em janeiro de 2014, com média de $23,1 \pm 3,1^{\circ}\text{C}$ no período estudado. As maiores médias foram registradas no verão para ambos os anos. A salinidade da água de fundo variou de 16,9 em dezembro de 2013 a 38,0 em outubro de 2012, a média geral foi $31,6 \pm 4,9$ (Fig. 2).

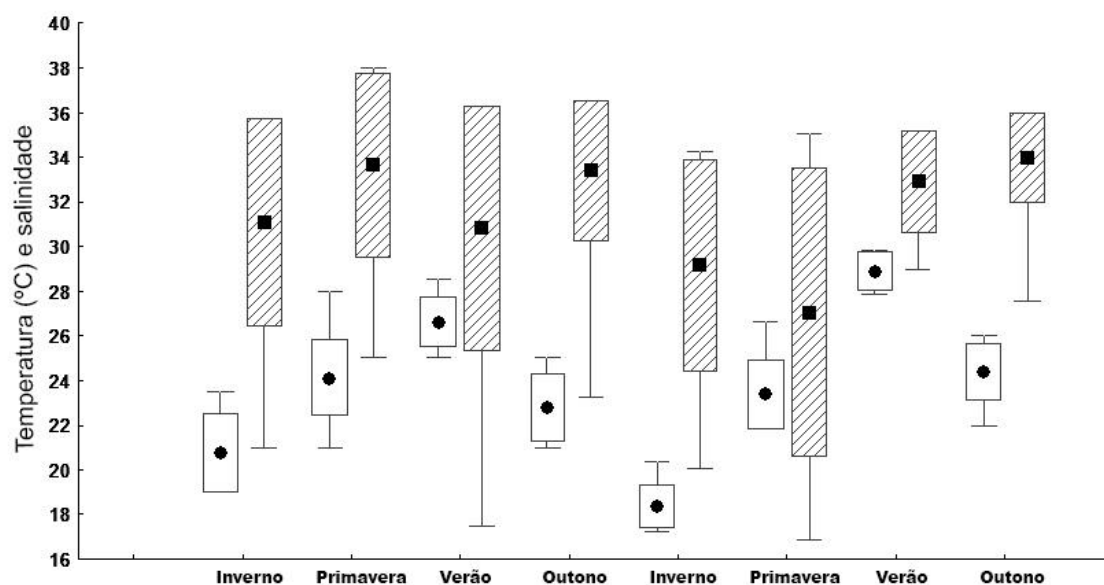


Figura 2. Variáveis ambientais. Valores médios, desvio padrão e amplitudes mínimas e máximas de temperatura (●) e salinidade (■) de fundo, amostrados mensalmente e agrupados por estação, durante o período de julho de 2012 a junho de 2014, em Cananeia, São Paulo, Brasil.

Composição e abundância de espécies

Foram capturados 3066 indivíduos pertencentes a oito espécies, sete gêneros e quatro famílias, sendo elas: Hippolytidae Spence Bate 1888, Ogyrididae Holthuis 1955, Alpheidae Rafinesque 1815 e Palaemonidae. Essas quatro famílias estão inclusas em duas superfamílias: Alpheoidea Rafinesque, 1815 (Hippolytidae, Ogyrididae e Alpheidae) e Palaemonoidea Rafinesque, 1815 (Palaemonidae). As espécies obtidas e as respectivas distribuições geográficas no Atlântico Ocidental são abordadas na Tabela 1.

Tabela 1. Lista de espécies de camarões carídeos coletados na região de Cananeia/SP entre julho/12 e junho/14 e respectivas distribuições geográficas.

Família Hippolytidae



Exhippolysmata oplophoroides
(Holthuis 1948)

(Camarão espinho)

Distribuição: da Carolina do Norte (EUA) até o Rio Grande do Sul (Brasil) (Christoffersen 1998).

Família Ogyrididae



Ogyrides alphaerostris (Kingsley 1880)

Distribuição: Virginia (EUA) até o Rio Grande do Sul (Brasil) (Williams 1984; Christoffersen 1998; Coelho et al. 2006; Almeida et al. 2013).

Família Alpheidae



Alpheus intrinsecus Spence Bate 1888

(Camarão estalo)

Distribuição: de Porto Rico até Santa Catarina (Brasil) (Christoffersen 1979).



Alpheus carlae Anker 2012

(Camarão estalo)

Distribuição: da Florida (EUA) até São Paulo (Barsil) (Anker 2012)

Família Palaemonidae



Leander paulensis Ortmann 1897

(Camarão das algas vermelhas)

Distribuição: da Florida (EUA) até o Paraná (Brasil) (Ferreira et al. 2010).



Periclimenes paivai Chace 1969

(Camarão limpador)

Distribuição: do estado São Paulo a Santa Catarina (Brasil) (Ramos-Porto & Coelho 1998).



Nematopalaemon schmitti (Holthuis 1950)

(Camarão barriga-branca)

Distribuição: da Guyana até o Rio Grande do Sul (Brasil) (Ferreira et al. 2010).



Neopontonides brucei Fransen & Almeida 2009

Distribuição: descrição da espécie a partir de espécimes registrados de Ubatuba (SP) e Baía de Camamu (BA), no Brasil, e da costa oeste do Panamá (Fransen & Almeida 2009).

Ao agruparmos todo o período amostral, a espécie que apresentou maior abundância (absoluta e relativa) e constância foi *E. oplophoroides*, responsável por 95,69% do total de camarões coletados, e presente em 82,61% das amostras. Todas as demais espécies apresentaram baixa abundância, se comparadas a *E. oplophoroides*. A segunda espécie em abundância relativa foi *L. paulensis* (2,28%), que apresentou constância igual à de *P. paivai* (43,48%) (Tabela 2).

Tabela 2. Abundância absoluta, abundância relativa e constância das espécies de camarões carídeos coletados entre julho/12 e junho/14, na região de Cananeia/SP.

Espécies	Abundância	Ab. Relativa (%)	Constância (%)
<i>E. oplophoroides</i>	2934	95,69	82,61
<i>O. alphaerostris</i>	2	0,07	4,35
<i>A. intrinsicus</i>	2	0,07	4,35
<i>A. carlae</i>	1	0,03	4,35
<i>L. paulensis</i>	70	2,28	43,48
<i>P. paivai</i>	51	1,66	43,48
<i>N. schmitti</i>	5	0,16	17,39
<i>N. brucei</i>	1	0,03	4,35
Total	3066	100	-

Considerando a soma de todas as espécies, as maiores abundâncias foram observadas no outono em ambos os anos de coleta, sendo que o outono do primeiro ano apresentou mais que o dobro da quantidade de camarões que o outono do segundo ano (1726 e 691, respectivamente). Inverno de 2012 e verão de 2014 foram as épocas em que se capturou as menores abundâncias totais (23 e 45 camarões, respectivamente) (Tabela 3).

Tabela 3. Abundância absoluta dos camarões carídeos amostrados durante as estações do ano na região de Cananeia/SP, entre julho/12 e junho/14. Abreviações: V = verão; O = outono; I = inverno; P = primavera.

Espécies / Famílias	I/12	P/12	V/13	O/13	I/13	P/13	V/14	O/14	Total
Hippolytidae									
<i>E. oplophoroides</i>	22	216	161	1659	69	105	14	688	2934
Ogyrididae									
<i>O. alphaerostris</i>	0	0	0	2	0	0	0	0	2
Alpheidae									
<i>A. intrinsecus</i>	0	0	0	1	0	0	1	0	2
<i>A. carlae</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	1
Palaemonidae									
<i>L. paulensis</i>	0	1	2	28	12	3	24	0	70
<i>P. paivai</i>	1	5	0	35	2	1	6	1	51
<i>N. schmitti</i>	0	0	1	1	1	0	0	2	5
<i>N. brucei</i>	0	0	0	0	0	1	0	0	1
Total	23	222	164	1726	84	111	45	691	3066

Fêmeas reprodutivas

Das oito espécies registradas na região, apenas três tiveram fêmeas com embriões capturadas durante o estudo (*E. oplophoroides*, *L. paulensis* e *P. paivai*). Tais espécies apresentaram maiores frequências de fêmeas reprodutivas em épocas coincidentes, ou seja verão e outono (Fig. 3).

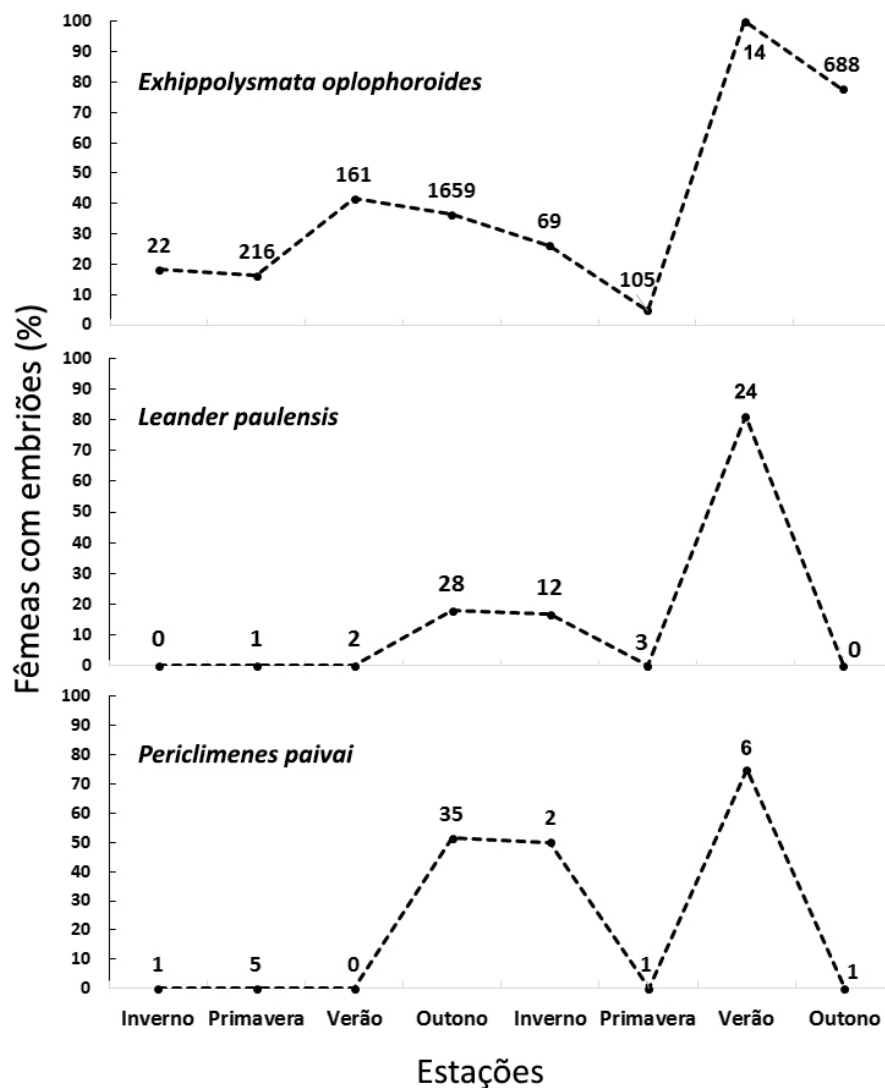


Figura 3. Frequência de fêmeas reprodutivas (fêmeas com embriões) coletadas de julho de 2012 a junho de 2014 em Cananeia, São Paulo, Brasil, agrupadas por espécie e estação do ano. Dados expressos em porcentagem de fêmeas com embriões (eixo y) em relação ao número total de indivíduos da espécie coletados na estação (número acima de cada ponto).

Discussão

O presente capítulo caracterizou a riqueza e abundância de camarões carídeos em profundidades de até 20 m de substrato não consolidado. O maior esforço de pesca no Sudeste do Brasil ocorre nessas profundidades, devido à presença principalmente, do camarão sete barbas *Xiphopenaeus kroyeri* (Heller 1862), um dos principais recursos pesqueiros do litoral paulista (Costa et al. 2007; Heckler et al. 2014).

Considerando as profundidades rasas amostradas, e a aplicação somente da captura por pesca de arrasto, a fauna de camarões carídeos na região de Cananeia esteve bem representada. Durante o levantamento capturamos oito espécies, número esperado se compararmos a demais estudos realizados em outras regiões do estado de São Paulo. Na região de Ubatuba, utilizando a mesma metodologia de coleta em profundidades similares, foram amostradas nove espécies (Costa et al. 2000). Entretanto, algumas das espécies amostradas por Costa et al. (2000) (*Palaemon pandaliformes* (Stimpson 1871) e *Alpheu bouvieri* A. Milne-Edwards 1878) tiveram suas capturas consideradas acidentais, pois não são comuns na área marinha em que as amostragens ocorreram.

Ao incluir regiões estuarinas durante o levantamento, de forma similar à que foi conduzida no presente estudo, Simões (2012) encontrou uma maior riqueza na região de Santos (12 espécies). Entretanto, dentre as espécies coletadas, a autora acima amostrou uma espécie exótica, nativa do Atlântico Oriental, o carídeo *Athanas nitescens* (Leach 1814), e atribuiu a essa ocorrência, o fato de ter amostrado em uma cidade portuária. Ressalta-se que os meios de introdução de espécies marinhas em regiões costeiras são principalmente a água de lastro e sedimentos contidos nos tanques dos navios (Tavares, 2011).

Entre os camarões amostrados, *E. oplophoroides* foi notavelmente mais abundante que os demais. Fransozo et al. (2005) estudaram a distribuição desses camarões na baía de Ubatuba e sugeriram que os detritos biogênicos marinhos e material derivado do continente (conchas, galhos, folhas, etc.) poderiam ser fatores chave para explicar a distribuição e abundância dessa espécie. A biomassa desses detritos biogênicos poderia fornecer proteção contra predadores, pois cria heterogeneidade ambiental em habitats de substrato não consolidado (Fransozo et al. 2009). Apesar de observarmos grande quantidade de material similar ao descrito por

Fransozo et al. (2009) na região estudada, principalmente na área com influência estuarina, nenhuma estimativa da biomassa de detritos foi registrada por nós.

A baixa abundância de *N. schmitti* amostrada durante o estudo (5 indivíduos) pode ser considerada atípica. Observações laboratoriais com a espécie sugerem que a mesma possui o hábito de nadar constantemente (Fransozo et al. 2009). Assim, é possível que o apetrecho de pesca utilizado aqui (rede de arrasto), poderia não ter capturado esses camarões por trabalhar em contato com o assoalho marinho. Entretanto, durante um período similar de amostragens (2 anos) e utilizando o mesmo apetrecho de coleta, Almeida et al. (2011) e Pantaleão et al. (2016) coletaram 1073 e 2006 espécimes, respectivamente, em um período de 1 ano, ambos em Ubatuba. Essa espécie é encontrada da Venezuela até o Brasil (Rio Grande do Sul) em profundidades de até 75 m (Holthuis 1980; Ferreira et al. 2010). Sendo assim, é possível que amostragens em profundidades maiores possam encontrar maiores abundâncias de *N. schmitti* também na região de Cananeia.

A ocorrência de *N. brucei* na região, ainda que com apenas um indivíduo amostrado, foi um importante resultado, visto que, a recente descrição da espécie havia registrado sua ocorrência no Brasil até a costa de Ubatuba, litoral norte do estado de São Paulo (Fransen & Almeida 2009). Deste modo, o registro no litoral cananeense significa uma ampliação na extensão de ocorrência dessa espécie para o litoral sul do estado.

Periclimenes paivai apresenta limite sul de distribuição em Santa Catarina (Ramos-Porto & Coelho 1998) e teve sua distribuição geográfica recentemente ampliada para o norte, na costa do estado do Rio de Janeiro (Pantaleão et al. 2016). Em geral, os camarões do gênero *Periclimenes* Costa 1844 são camarões comensais comumente encontrados associados a hospedeiros bentônicos. No entanto, *P. paivai* foi,

até o momento, o único entre espécies brasileiras do gênero encontrado em hospedeiros cifozoários, as medusas: *Lychnorhiza lucerna* Haeckel 1880 e *Chrysaora lactea* Eschscholtz 1829 (Martinelli-Filho et al. 2008; Gonçalves et al. 2016), ambas distribuídas por todo o litoral brasileiro (Morandini et al. 2006). A relativa baixa abundância de *P. paivai* encontrada em Cananeia pode estar relacionada com uma possível baixa abundância das espécies de medusas supracitadas. Entretanto, tais estimativas não foram realizadas durante o estudo.

O único gênero que teve mais que uma espécie amostrada foi *Alpheus* Fabricius, 1798. Com aproximadamente 296 espécies descritas, o grupo é o mais representativo da família Alpheidae, sendo o segundo gênero mais especioso da infraordem Caridea (De Grave & Fransen 2011; Almeida et al. 2014). Estes camarões ocupam uma grande variedade de micro-habitats em águas rasas de ambientes costeiros de regiões tropicais e subtropicais (Bauer 2004; Anker et al. 2006). Até o momento, 24 espécies do gênero foram relatadas na costa brasileira (Soledade & Almeida 2013; Almeida et al. 2014), incluindo membros recém descritos que pertenciam ao complexo *Alpheus armillatus* H. Milne Edwards, 1837 (Anker, 2012), como é o caso de uma das espécies coletadas durante o presente estudo (*A. carlae*). De acordo com a grande diversidade de hábitos e distribuição desse grupo, a ocorrência de algumas espécies na região pode ser considerada esperada.

As maiores porcentagens de fêmeas com embriões de *E. oplophoroides* foram registradas no verão de ambos os anos, coincidindo com as épocas mais quentes na região. Entretanto, as maiores abundâncias totais ocorreram nos outonos, o que resulta em um maior número absoluto de fêmeas reprodutivas nessas épocas. Esse mesmo padrão foi observado para as demais espécies (*L. paulensis* e *P. paivai*) durante o primeiro ano amostral. Além das altas temperaturas das épocas em que foram

capturadas mais fêmeas com embriões (verão e outono), outra hipótese plausível para explicar as maiores abundâncias totais e de fêmeas reprodutivas no outono é que as populações tenham sido influenciadas pelo período de defeso (IBAMA/CEPSUL). O período de defeso que proíbe a pesca de camarões no Brasil ocorre no período de 1 de março a 31 de maio de acordo com a lei (Portaria Normativa nº 189/2008) (IBAMA, 2008). De acordo com nossos resultados (ver Tabela 3) ocorre um nítido aumento nas abundâncias das espécies nessas épocas, tendo em vista que o defeso abrange desde o fim do verão até a maior parte do outono.

A partir do levantamento realizado, foi possível conhecer a composição de espécies capturadas pela frota pesqueira da região e as principais épocas de desova de algumas dessas espécies. Essas informações aliadas às descrições larvais poderão auxiliar o direcionamento de futuros trabalhos sobre a biologia e ecologia da fauna de carídeos da região, o que constitui uma base útil para a elaboração de planos de manejo e conservação para a área estudada.

Referências

- Almeida AO, Costa-Souza AC, Cunha AM, Santos PS, Oliveira MV, Soledade GO. 2013. Estuarine caridean shrimps (Crustacea: Decapoda) from Ilhéus, Bahia, Brazil: Updated checklist and a key for their identification. *Check List*. 9(6): 1396–1405.
- Almeida AC, Fransozo V, Teixeira GM, Furlan M, Hiroki KAN, Fransozo A. 2011. Population structure and reproductive period of whitebelly prawn *Nematopalaemon schmitti* (Holthuis 1950) (Decapoda: Caridea: Palaemonidae) on the southeastern coast of Brazil. *Invertebrate Reproduction & Development*. 55(1): 30–39.
- Almeida A, Terossi M, Mantelatto FL. 2014. Morphology and DNA analyses reveal a new cryptic snapping shrimp of the *Alpheus heterochaelis* Say, 1818 (Decapoda: Alpheidae) species complex from the western Atlantic. *Zoosystema*. 36(1): 53–71.
- Anker A. 2012. Revision of the western Atlantic members of the *Alpheus armillatus* H. Milne Edwards, 1837 species complex (Decapoda, Alpheidae), with description of seven new species. *Zootaxa* 3386: 1-109.
- Anker A, Ah Yong ST, Noël PY, Palmer AR. 2006. Morphological phylogeny of Alpheid shrimps: parallel preadaptation and the origin of a key morphological innovation, the snapping claw. *Evolution*. 60(12): 2507–2528.

- Bauer RT. 2004. Remarkable shrimps: adaptations and natural history of carideans. University of Oklahoma Press, Norman, 282pp.
- Christoffersen ML. 1979. Campagne de la Calypso au large des côtes Atlantiques de l'Amerique du Sud (1961-1962).I. Decapod Crustacea: Alpheoidea.— Annales de l'Institut Océanographique. 55(Suppl.): 297-377.
- Christoffersen ML. 1998. Malacostraca. Eucarida. Caridea. Crangonoidea and Alpheoidea (Except Glyphocrangonidae and Crangonidae). In Young, P.S., Catalogue of Crustacea of Brazil. Museu Nacional, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil, 351-372.
- Coelho PA, Almeida AO, Souza-Filho JF, Bezerra LEA, Giraldez BW. 2006. Diversity and distribution of the marine and estuarine shrimps (Dendrobranchiata, Stenopodidea and Caridea) from North and Northeast Brazil. Zootaxa. 1221: 41-62.
- Costa RC, Fransozo A, Mantelatto FLM, Castro RH. 2000. Occurrence of shrimp species (Natantia: Penaeidea: Caridea) in Ubatuba Bay, Ubatuba, SP, Brazil. Proceedings of the Biological Society of Washington. 113(3): 776-781.
- Costa RC, Fransozo A, Melo GAS, Freire FAM. 2003. An illustrated key for Dendrobranchiata shrimps from the northern coast of São Paulo state, Brazil. Biota Neotropica. 3(1): 1-12.
- Costa RC, Fransozo A, Freire FAM, Castilho AL. 2007. Abundance and Ecological distribution of the “sete-barbas” shrimp *Xiphopenaeus kroyeri* (Heller, 1862) (Decapoda: Penaeoidea) in three bays of the Ubatuba region, southeastern Brazil. Gulf and Caribbean Research. 19: 33-41.
- De Grave S, Pentcheff ND, Ah Yong ST, Chan TY, Crandall KA, Dworschak PC, Felder DL, et al. 2009. A classification of living and fossil genera of decapod crustaceans. The Raffles Bulletin of Zoology. 21(Suppl.): 109pp.
- De Grave S, Fransen CHJM. 2011. Carideorum catalogus: the recent species of the dendrobranchiate, stenopodidean, procarididean and caridean shrimps (Crustacea: Decapoda). Zoologische Mededeelingen. 85(9): 195-589.
- Diegues AC. 1987. Conservação e desenvolvimento sustentado de ecossistemas litorâneos no Brasil. Secretaria Estadual do Meio Ambiente de São Paulo. São Paulo, Brasil, 363 pp.
- Ferreira RS, Vieira RRR, D'incao F. 2010. The marine and estuarine shrimps of the Palaemoninae (Crustacea: Decapoda: Caridea) from Brazil. Zootaxa. 2606: 1-24.
- Fransen CHJM, Almeida AO. 2009. *Neopontonides brucei*, a new pontonine shrimp species from Brazilian waters (Decapoda, Palaemonidae). Crustaceana. 82: 837-846.
- Fransozo A, Costa RC, Mantelatto FLM, Pinheiro MAA, Santos S. 2002. Composition and abundance of shrimp species (Penaeidea and Caridea) in Fortaleza Bay, Ubatuba, São Paulo, Brazil. Modern Approaches to the Study of Crustacea. 117-123.
- Fransozo V, Costa RC, Bertini G, Cobo VJ. 2005. Population biology of spine shrimp *Exhippolysmata oplophoroides* (Holthuis) (Caridea, Hippolytidae) in a subtropical region, São Paulo, Brazil. Revista Brasileira de Zoologia. 22(4): 1078-1084.

- Fransozo V, Castilho AL, Freire FAM, Furlan M, Almeida AC, Teixeira GM, Baeza JA. 2009. Spatial and temporal distribution of the shrimp *Nematopalaemon schmitti* (Decapoda: Caridea: Palaemonidae) at a subtropical enclosed bay in South America. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*. 89(8): 1581-1587.
- Furlan M. 2010. Crustáceos decápodos do substrato não consolidado da região de Ubatuba (SP): Composição, Abundância e Distribuição Ecológica. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual Paulista, Botucatu, São Paulo, Brasil. 101pp.
- Gonçalves GRL, Wolf MR, Costa RC, Castilho AL. 2016. Decapod crustacean associations with scyphozoan jellyfish (Rhizostomeae: Pelagiidae) in the Southeastern Brazilian coast. *Symbiosis*. 69(3): 193-198.
- Heckler GS, Costa RC, Fransozo A, Rosso S, Shimizu RM. 2014. Long-term patterns of spatial and temporal distribution in the Seabob shrimp *Xiphopenaeus kroyeri* (decapoda: penaeidae) population in southeastern Brazil. *Journal of Crustacean Biology*. 34: 326–333.
- Holthuis LB, Edwards AJ, Lubbock HR. 1980. The Decapod and Stomatopod Crustacea of St Paul's Rocks. *Zoologische Mededelingen*. 56(3): 27-51.
- Holthuis LB. 1993. The recent genera of the caridean stenopodidean shrimps (Crustacea: Decapoda). *Nationaal Natuurhistorisch Museum Leiden*. 328pp.
- IBAMA. 2008. Instrução Normativa Nº 189, de 23 de setembro de 2008. Reunião final com representações das regiões sudeste e sul, ocorrida em Itajaí/SC, no dia 21 de agosto de 2008; Processo IBAMA/SC nº 2026.001828/ 2005-35.
- Martinelli-Filho JE, Stam Par SN, Morandini AC, Mossolin EC. 2008. Cleaner Shrimp (Caridea: Palaemonidae) associated with scyphozoan jellyfish. *Vie et Milieu—Life and Environment*. 58: 133–140.
- Mendonça JT, Barbieri E. 2000. A pesca do camarão-sete-barbas *Xiphopenaeus kroyeri* no município de Cananeia – SP entre 1998 e 1999. *Notas Técnicas Facimar*. 4: 77-90.
- Mendonça JT, Katsuragawa M. 2001. Caracterização da pesca artesanal no complexo estuarino-lagunar de Cananeia-Iguape, Estado de São Paulo, Brasil (1995-1996). *Maringá, Paraná, Brasil*. 23: 535-547.
- Mishima M. 1985. Hidrografia do complexo estuarino-lagunar de Cananeia (25° S, 48° W), São Paulo, Brasil.-I. Salinidade e temperatura (1973 a 1980). *Boletim do Instituto de Pesca*. 12: 109-121.
- Mishima M, Yamanaka N, Pereira OM, Soares FC, Sinque C, Akaboshi S, Jacobsen O. 1986. Hidrografia do Complexo Estuarino-lagunar de Cananeia (25° S, 48° W), São Paulo, Brasil - III. Influência do ciclo da maré. *Boletim do Instituto de Pesca, São Paulo, Brasil*. 13(1): 57-70.
- Morandini AC, Soares MO, Matthews-Cascon H, Marques AC. 2006. A survey of the Scyphozoa and Cubozoa (Cnidaria, Medusozoa) from the Ceará coast (NE Brazil). *Biota Neotropica*. 6: 1–8.

- Pantaleão JAF, Carvalho-Batista A, Fransozo A, Costa RC. 2016. The influence of upwelling on the diversity and distribution of marine shrimp (Penaeoidea and Caridea) in two tropical coastal areas of southeastern Brazil. *Hydrobiologia*. 763: 381–395.
- Ramos-Porto M, Coelho PA. 1998. Malacostraca. Eucarida. Caridea (Alpheoidea excluded). In: Young, P.S. *Catalogue of Crustacea of Brazil*. Museu Nacional, Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, Brasil. 325-350.
- Simões SM. 2012. Estrutura da comunidade e biologia reprodutiva dos camarões marinhos (Penaeidea e Caridea), no Complexo Baía-Estuário de Santos e São Vicente/SP, Brasil. Tese de Doutorado, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, São Paulo, Brasil. 149pp.
- Soledade GO, Almeida AO. 2013. Snapping shrimps of the genus *Alpheus* Fabricius, 1798 from Brazil (Caridea: Alpheidae): updated checklist and key for identification. *Nauplius*. 21(1): 89–122.
- Tavares M. 2011. Alien decapod Crustacea in the southwestern Atlantic Ocean. 251-268. In: Galil B, Clarck P, Carlton J (eds.). *In the wrong place - alien marine crustaceans: distribution, biology and impacts*. Springer, Frankfurt.
- Tessler MG, Furtado VV. 1983. Dinâmica de sedimentação das feições de assoreamento da região lagunar Cananeia-Iguape, estado de São Paulo. *Boletim do Instituto Oceanográfico*, São Paulo, Brasil. 32(2): 117-124.
- UNESCO. 1999. World Heritage Nomination – IUCN Technical Evaluation Atlhantic Forests (southeast) Brazil. 1-8.
- UNESCO. 2005. World Network of Biosphere Reserves – SC/EES – June. The MAB Program. 19pp.
- Williams,AB. 1984. Shrimps, lobsters and crabs of the Atlantic coast of the eastern United States, Maine to Florida. Smithsonian Institution press, Washington. 550pp.

Capítulo 2

Capítulo 2

Descrição morfológica do primeiro estágio larval (zoea I) das espécies de Caridea capturadas pela pesca de arrasto em Cananéia, região sul de São Paulo

O presente capítulo contém as descrições morfológicas das espécies registradas, para tanto, o mesmo está organizado em quatro partes, apresentadas em forma de artigos científicos:

Artigo 1. Descrição morfológica de *Periclimenes paivai* Chace, 1969.

Artigo 2. Descrição morfológica *Leander paulensis* Ortmann 1897 e *Nematopalaemon schmitti* (Holthuis 1950).

Artigo 3. Descrição morfológica de *Ogyrides alphaerostris* (Kingsley 1880).

Artigo 4. Descrição morfológica de *Alpheus intrinsecus* Spence Bate 1888.

Observações:

1. Como pôde-se observar no capítulo 1, algumas espécies não tiveram fêmeas com embriões capturadas em Cananeia durante o período de estudo. Portanto, quando possível, utilizamos fêmeas com embriões provenientes de outras regiões, nas quais ocorriam coletas de forma simultânea às do presente estudo. Essas regiões foram Ubatuba (SP) e Macaé (RJ). As localidades específicas nas quais foram obtidas fêmeas com embriões de cada espécie estão descritas na seção “Material e Métodos” de cada artigo científico.

2. Sempre que possível, tentamos manter as larvas vivas e oferecemos alimento, com a finalidade de obter mais estágios do desenvolvimento larval das espécies. Dessa forma, mesmo que não se tratasse de um objetivo do presente estudo, para algumas espécies são apresentados não só a morfologia do primeiro estágio larval, mas sim dos estágios iniciais de vida (zoeas I e II). Os detalhes sobre a manutenção das larvas em cativeiro e alimentação oferecida estão descritos na seção “Material e Métodos” de cada artigo científico.

Capítulo 2 – Artigo 1



First zoeal stage of the partner shrimp *Periclimenes paivai* Chace, with remarks on the genus *Periclimenes* O.G. Costa (Caridea, Palaemonidae)

JOÃO A.F. PANTALEÃO¹, MARIANA TEROSSI², ROGÉRIO C. COSTA¹ & FERNANDO L. MANTELATTO^{2,3}

¹Laboratory of Biology and Ecology of Marine and Freshwater Shrimps (LABCAM), Faculty of Sciences (FC), São Paulo State University (UNESP) Brazil. E-mail: pantaleao@ibb.unesp.br; rccosta@fc.unesp.br

²Laboratory of Bioecology and Crustacean Systematics (LBSC), Faculty of Philosophy, Sciences and Letters at Ribeirão Preto (FFCLRP), University of São Paulo (USP), Brazil. E-mail: mterossi@usp.br; flmantel@usp.br

³Corresponding author

Abstract

The morphology of the first zoeal stage of *Periclimenes paivai* Chace is described and illustrated for the first time. Larvae were obtained from three females with embryos, caught in the type locality (Cananéia, São Paulo state, Brazil). The morphological characters are detailed and compared with all previous descriptions of larvae in the genus (*P. amethysteus*, *P. brevicarpalis*, *P. diversipes*, *P. pandionis*, *P. sagittifer* and *P. soror*). The zoeae I of *Periclimenes* species are very similar, but *P. paivai* can be separated from the other six species by means of five characteristics: 8 plumose setae on the inner margin of the antennal scale, one spine on the endopod of the maxillule, one cuspidate seta on the basal endite of the maxillule, one plumose seta on the single coxal endite of the maxilla, and one plumose seta on the endopod of the maxilla. Remarks from a comparative analysis of available descriptions of the genus are furnished.

Key words: Crustacea, Decapoda, larval development, Pontoniinae, zoea

Introduction

The palaemonid genus *Periclimenes* O.G. Costa is composed by over 152 species occurring in tropical and subtropical seas of the world. This is the fifth most speciose genus of caridean shrimps, after *Caridina* H. Milne Edwards (Atyidae, 290 species), *Alpheus* Fabricius (Alpheidae, 286), *Macrobrachium* Spence Bate (Palaemonidae, 243) and *Synalpheus* Spence Bate (Alpheidae, 159) (see Chace & Bruce 1993; De Grave & Fransen 2011 for revision).

The monophyletic status of these mega-genera has been discussed in recent years, and this ranking may substantially alter with phylogenetic studies (De Grave & Fransen 2011; Kou *et al.* 2013). In some cases the analysis of the larval morphology is key information, and can help to solve unclear classification and specific problems (Pohle & Marques 2000).

For the speciose genus *Periclimenes*, until now the first larval stage has been described for only six species: *Periclimenes amethysteus* (Risso), *P. brevicarpalis* (Schenkel), *P. diversipes* Kemp, *P. pandionis* Holthuis, *P. sagittifer* (Norman), and *P. soror* Nobili. The existing descriptions of the first larvae of five species [*P. agag* Kemp by Gurney (1938), *P. americanus* Kingsley by Kurata (1970), *P. calmani* Tattersall by Gurney (1927), *P. grandis* Stimpson by Gurney (1938) and *P. indicus* Kemp by Menon (1948)] were not included in our tables because they were moved to different genera and/or were synonymized, and are not now considered members of the genus *Periclimenes* (see De Grave and Fransen 2011). However, a brief comparison of the larval morphology of these species with our results is performed.

On the Brazilian coast, *Periclimenes* is represented by four species: *P. guarapari* De Grave, *P. magnus* Holthuis, *P. paivai* Chace and *P. yucatanicus* (Ives) (Vieira *et al.* 2012). *Periclimenes paivai* is endemic to the western Atlantic coast, and is restricted to shallow waters of Brazil from Rio de Janeiro to Santa Catarina (Pantaleão *et al.* in preparation). In general, shrimps of the subfamily Pontoniinae are commonly found associated

with benthic hosts, and more rarely, are observed in association with pelagic organisms such as jellyfish (Chace 1969; Bruce 1972, 1988; Berggren 1994; Omori *et al.* 1994). *Periclimenes paivai* was, until now, the only one of the Brazilian species of the genus that is found on scyphozoan hosts (Martinelli-Filho *et al.* 2008).

In the present study, the first zoeal stage of *P. paivai*, obtained in Brazil, is described and illustrated, with remarks on the genus *Periclimenes*.

Material and methods

Three females with embryos of *P. paivai* were collected at the type locality of the species, Cananéia, São Paulo state, Brazil (25°05'02.4"S, 47°50'59.6"W), in November 2011. Collections were made at depths from 6 to 17 m, using a shrimp-fishing boat equipped with an otter-trawl net (mesh size 20 mm and 18 mm in the cod end) for trawling.

The shrimp were found in association with two scyphozoan species: *Lychnorhiza lucerna* Haeckel and *Chrysaora lactea* Eschscholtz. The three females with embryos were carefully removed from the jellyfish and were maintained in individual 2-liter containers with sea water from the sampling site until the larvae hatched. For each female the number of hatches was counted, and 10 larvae were measured. The size of the hatches was compared with an analysis of variance (ANOVA). Actively swimming larvae were conserved in a mixture (1:1) of 70% ethyl alcohol and glycerin. The carapace length (CL) of the larvae was measured as the maximum length from the posterior margin of the ocular orbit to the posterior margin of the carapace. Total length (TL) is given as the distance from the tip of the rostrum to the posterior margin of the telson, excluding setae. Appendages were dissected under a Zeiss Stemi 200C trinocular stereomicroscope, and drawings and measurements were made using a Leica DM750 microscope equipped with a *camera lucida*. All drawings and measurements were based on 10 larvae of each parental female.

Larval description and setal counts followed the method proposed by Clark *et al.* (1998), and we used the setal terminology as suggested by Landeira *et al.* (2009). The review of the first zoeal stage of species of *Periclimenes* was conducted using all the original descriptions of these species. Voucher of the three parental females and respective larvae were deposited at the Crustacean Collection of the Biology Department of FFCLRP, University of São Paulo, Brazil (CCDB/FFCLRP/USP, access number: CCDB 4592).

Results

Number and size of zoea I

The three parental females with embryos collected presented 5.55, 6.15 and 6.48 mm of CL, and the number of hatched larvae was 115, 223 and 269, respectively. The CL of newly hatched larvae (0.262 ± 0.00 mm, 0.259 ± 0.01 mm and 0.282 ± 0.01 mm, respectively) did not differ among the hatches (ANOVA, $p = 0.999$).

Morphological description of *Periclimenes paivai* Chace

Zoea I. *Dimensions:* CL: 0.267 ± 0.01 mm; TL: 1.721 ± 0.02 mm ($n = 10$ larvae of each parental female = 30 larvae).

Carapace (Figures 1a, b, c): Carapace smooth. Rostrum slender, without setae and short, not reaching the extremity of the eyes. Eyes compound and sessile.

Antennule (Figure 1d): peduncle unsegmented; endopod as a long plumose seta; exopod with 4 terminal aesthetascs and 1 terminal plumose seta.

Antenna (Figure 1e): peduncle unsegmented; endopod with 1 long plumose seta and 1 strong outer spine; exopod (antennal scale) 4-segmented, with 8 plumose setae arranged as (3, 1, 1, 3) on inner side, plus 2 short simple setae (1, 0, 0, 1) on the outer side.

Mandible (Figure 1f): armature of incisor and molar processes as illustrated, without palp.

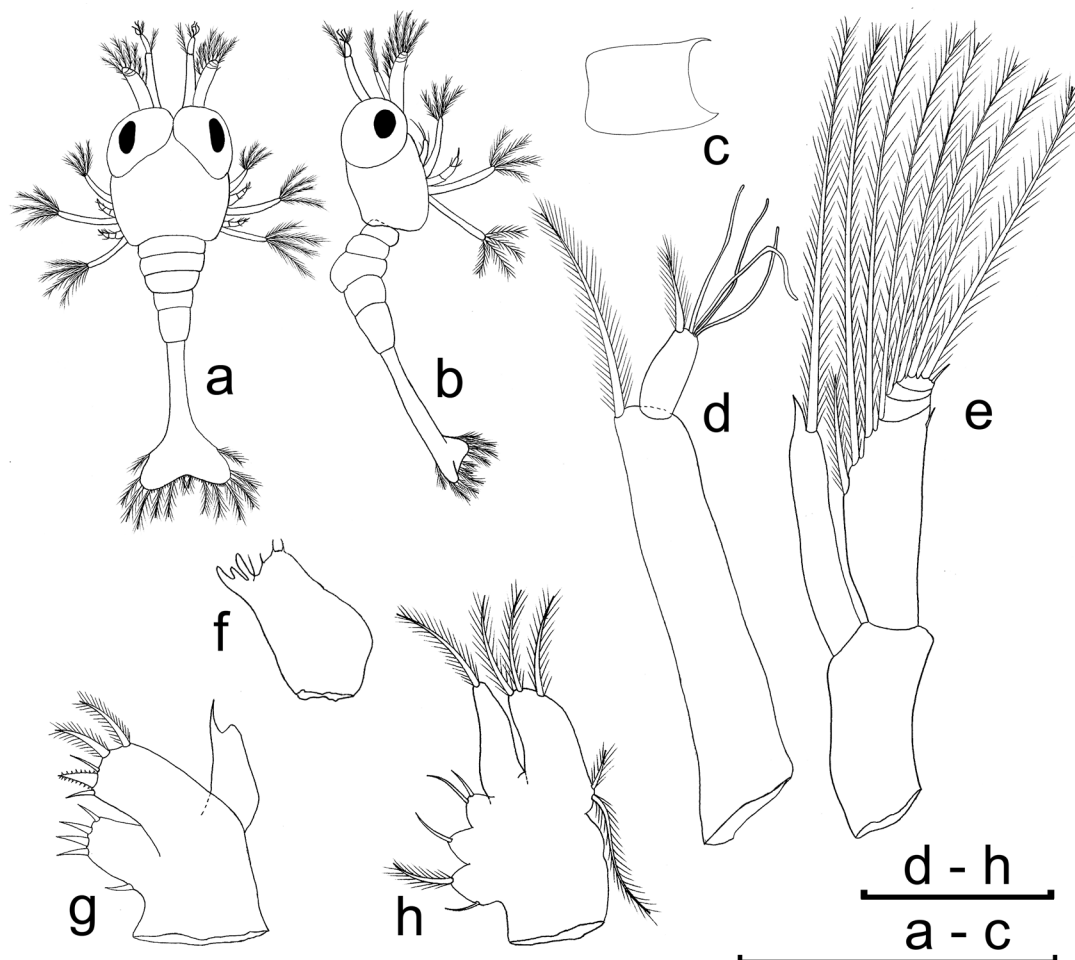


FIGURE 1. *Periclimenes paivai*. Zoea I. a. Dorsal view; b. Lateral view; c. Carapace, lateral view; d. Antennule; e. Antenna; f. Mandible; g. Maxillule; h. Maxilla. (Scale bars: a, b, c = 1 mm; d–h = 0.2 mm)

Maxillule (Figure 1g): coxal endite with 5 simple setae; basal endite with 2 plumose setae, 1 strong cuspidate seta and 2 simple setae; endopod with 1 process on distal end and 1 terminal spine; exopod absent.

Maxilla (Figure 1h): coxal endite not bilobed, with 2 setae (1 simple and 1 plumose); basal endite bilobed, with 1 simple seta on inner lobe and 2 on outer lobe; endopod unsegmented, bearing 1 long plumose seta; exopod (scaphognathite) with 5 marginal plumose setae.

First maxilliped (Figure 2a): coxa without setae (not illustrated); basis with 3 simple setae arranged (1+1+1); endopod unsegmented, with 4 (2 subterminal and 2 terminal) simple setae respectively; exopod unsegmented, bearing 4 long plumose natatory setae terminally.

Second maxilliped (Figure 2b): coxa without setae (not illustrated); basis with 2 simple setae (1+1); endopod 3-segmented, with 0, 1 terminal, 3 (2 marginal and 1 terminal) simple setae, respectively; exopod unsegmented, with 4 long plumose natatory setae terminally.

Third maxilliped (Figure 2c): coxa without setae (not illustrated); basis with 2 simple setae (1+1); endopod 3-segmented, with 2 (1 marginal and 1 terminal), 2 terminal, 4 (1 marginal and 3 terminal) simple setae respectively; exopod unsegmented, with 4 long plumose natatory setae terminally.

Pereiopods (Figures 2d, e): first and second as biramous buds.

Abdomen (Figures 1a, b): with 5 somites, without setae and rounded. Anal spine absent.

Telson (Figures 1a, 1b, 2f): broad at posterior margin, with 7+7 plumose setae, outermost pair subterminal, inner pair shorter; one row of minute spinules on distal margin between and around bases of the 4+4 inner setae.

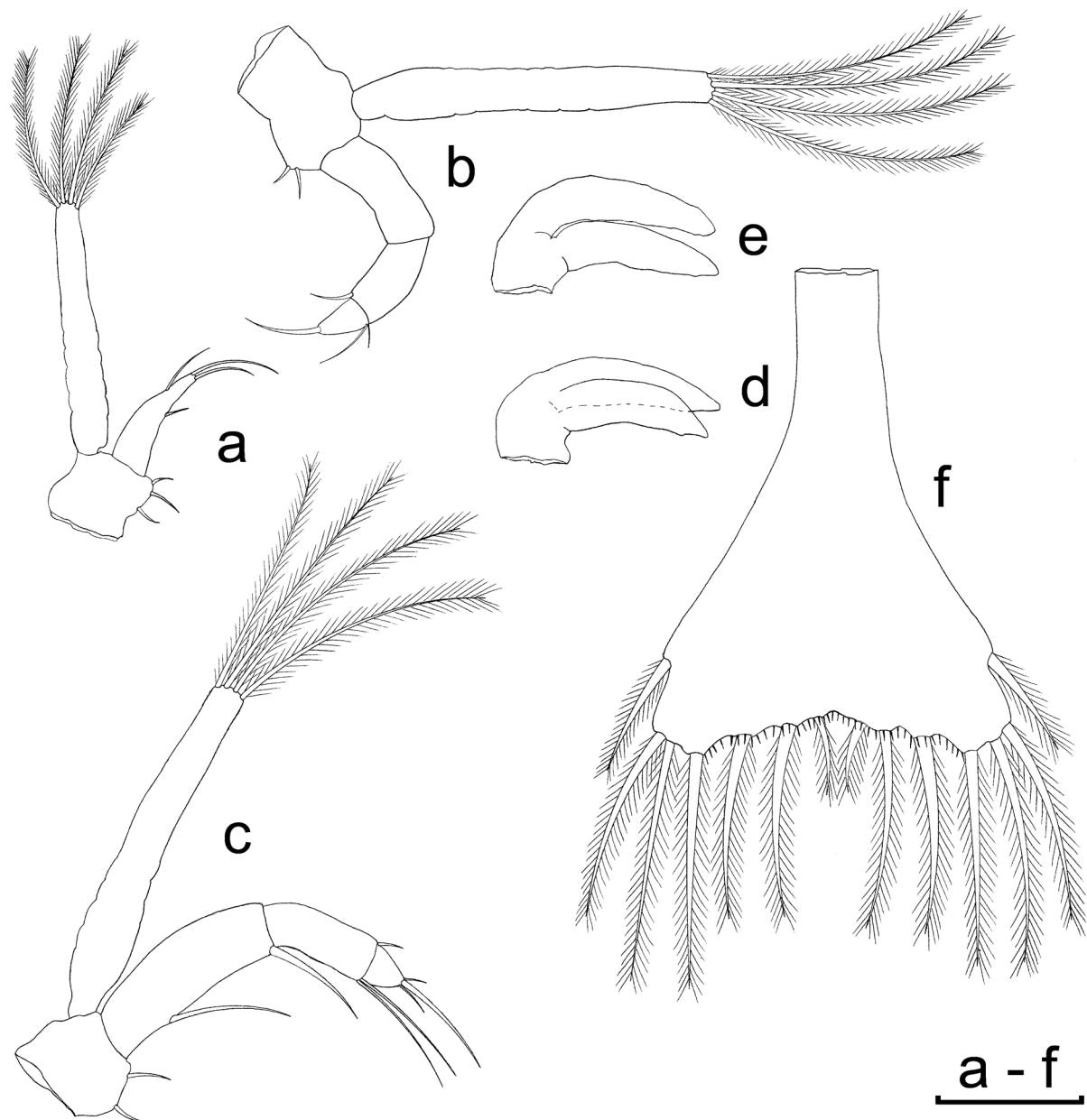


FIGURE 2. *Periclimenes paivai*. Zoea I. a. 1st Maxilliped; b. 2nd Maxilliped; c. 3rd Maxilliped; d. 1st Pereiopod; e. 2nd Pereiopod; f. Telson. (Scale bar = 0.2 mm).

Discussion

Of the 152 species of *Periclimenes* (De Grave & Fransen 2011), the first larval stage has been described for only seven (Table 1), including the description of the present study; and the complete larval development under laboratory conditions was described only for one species, *P. sagittifer*, that presented eight zoeal stages (Dos Santos *et al.* 2004).

The zoeae I of *Periclimenes* species are very similar (Table 2), all newly-hatched larvae have the following characters in common: unarmed rostrum without setae, endopod of the antenulla as one long seta and 7+7 setae on the broad posterior margin of telson. However, after making a detailed comparison among all appendages, we found characteristics that are not shared among *P. paivai* and the other species. *Periclimenes paivai* can be

separated from the other six species by means of five characteristics (Table 2): 8 plumose setae on the inner margin of the antennal scale, where other species have 9-11; one spine on the endopod of the maxillule, where other species have only a seta; one cuspidate seta on the basal endite of the maxillule; one plumose seta on the single coxal endite of the maxilla, while all others display only simple setae, except for *P. pandionis* (this species is the only one with a bilobed coxal endite); and one plumose seta on the endopod of the maxilla, where the others have a simple seta.

TABLE 1. *Periclimenes* species for which Zoea I has been described. The column “Code” indicates the abbreviations for each species, also used in Table 2. NA = data not available.

Species	Code	Locality	Carapace length (mm)	Total length (mm)	Reference
<i>Periclimenes diversipes</i> Kemp	P_div	Egypt	NA	1.60	Gurney (1938)
<i>Periclimenes brevicarpalis</i> (Schenkel)	P_bre	India	NA	1.65–1.70	Gopalan and Nayar (1947)
<i>Periclimenes soror</i> Nobili	P_sor	Fiji	0.55	1.60–1.65	Wear (1976)
<i>Periclimenes pandionis</i> Holthuis	P_pan	U.S.A. (Atlantic)	0.70	NA	Gore <i>et al.</i> (1981)
<i>Periclimenes sagittifer</i> (Norman)	P_sag	Portugal	0.58–0.60	2.14–2.21	Dos Santos <i>et al.</i> (2004)
<i>Periclimenes amethysteus</i> (Risso)	P_amt	Croatia	0.48 ± 0.03	1.9 ± 0.06	Geiselbrecht and Melzer (2009)
<i>Periclimenes paivai</i> Chace	P_pai	Brazil	0.267 ± 0.01	1.721 ± 0.02	Present study

Apart from those particularities, the first zoea of *P. paivai* shares some features with other, previously described species (Table 2): the zoea I of *P. brevicarpalis*, *P. diversipes*, *P. paivai* and *P. soror* share an absence of spines on the carapace and the presence of four segments on antennal scale; *P. paivai* has two simple setae on the basal endite of the maxillule and one process on the endopod of the maxillule, in common with *P. amethysteus* and *P. sagittifer*; the endopod of the first maxilliped is unsegmented in *P. diversipes*, *P. paivai* and *P. soror*; and the zoeae I of *P. paivai* and *P. pandionis* have four simple setae on the endopod of the first maxilliped and four plumose setae on the exopod of the third maxilliped.

In the present study, it was not possible to detect patterns that were congruent with the species’ geographic distribution. For example, some particular features such as the presence of a pair of simple setae on the telson are shared by only two species, *P. soror* and *P. pandionis*, the former being from the Pacific Ocean and the latter from the western Atlantic Ocean (Tables 1 and 2). The segmentation in the endopod of the first maxilliped is present in *P. amethysteus*, *P. brevicarpalis*, *P. pandionis* and *P. sagittifer*, species from the Mediterranean Sea, Indian Ocean, western Atlantic Ocean and eastern Atlantic Ocean, respectively (Tables 1 and 2). With a more complete number of zoeal descriptions of *Periclimenes* species it may be possible to detect some geographic patterns.

Some investigators (Dos Santos *et al.* 2004; Geiselbrecht & Melzer 2009) have reviewed the available published information on the morphology of zoea I for the genus *Periclimenes*, but they included some species that are not presently considered members of *Periclimenes* (see introduction for details) in their reviews. For this reason, we found some inconsistencies between their revisions and the present study.

Geiselbrecht and Melzer (2009) cited some features shared by all *Periclimenes* first-stage zoeae: the carapace is smooth and without spines, except the pterygostomial spines; the endopods of both the second and third maxillipeds are 3-segmented, and the first two pereopods are present as biramous buds. Our observations differed in some respects (Table 2): the endopod of the second maxilliped is 4-segmented in one species (*P. soror*); and one species (*P. pandionis*) has no pereopod buds.

According to Dos Santos *et al.* (2004), all described *Periclimenes* zoea I have developed maxillipeds with four plumose setae on the posterior end of the exopod. However, our review (Table 2) showed that the number of setae on exopod of the maxillipeds varies among the species, and even if we take in account only the plumose setae on the posterior end of the exopods, *P. pandionis* have only three on the second maxilliped, and therefore this character is not taxonomically informative.

Periclimenes paivai did show some features as established by Dos Santos *et al.* (2004) and Geiselbrecht and Melzer (2009), which are shared by all *Periclimenes* first zoeal stages known and, according to these authors, candidates for ancestral characters of the genus: a smooth carapace (except the pterygostomial spines) with a

TABLE 2. Morphological characters of the first zoeal stage described for species of the genus *Periclimenes*. Abbreviations: ss = simple seta; ps = plumose seta; se = serrate seta; ae = aesthetascs; sp = spine; st = setulate seta; cp = cuspidate seta. Codes used for species identification as in Table 1. For several species, no information is available for some characters.

Characters	P_div	P_bre	P_sor	P_pan	P_sag	P_ane	P_pai
Carapace							
Antennule	0	0	0	0	1 pte	1 pte	0
Spines	NA	1	2	1	1	1	1
Segments of peduncle	NA	1ss + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp
Seta/spine on endopod	NA	1ps + 3ae	1ps + 4ae	1ps + 3ae	1ps + 4ae	1ps + 4ae	1ps + 4ae
Seta and aesthetascs on exopod	0	0	0	1sp	0	0	0
Spine on peduncle	1	1	2	1	1	1	1
Endopod	1ss + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp
Segments of scale	4	4	4	1	5	4	4
Seta on scale	10	9	9-10	10	11	10	8
Outer simple	2	2	2	2	1	2	2
Flagellum	1	1	1	1	1	1	1
Number of segments	1	1	1	1	1	1	1
Seta/spine	1seta + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp
Simple setae on coxal endite	4	4	5	3	5	5	5
Basal endite	2	2	2	0	0	3	2
Plumose setae	1	3	3	0	2	2	2
Simple setae	0	0	0	0	2	0	0
Others	0	1	2	2sp	3st	0	1cp
Simple seate	1	1	1	1	2	2	1
Spine	0	0	0	0	0	0	1
Process	0	0	0	1	1	1	1
Setae on single lobe	3 seta	2ss	3, 4ss	1ss + 1ps, 1ss + 1ps	3ss	3ss	1ps + 1ss
Setae on two lobes							
Basal endite	2 setae	1ss	3ss	2ss	2ss	2ss	1ss
Setae on proximal lobe							
Setae on distal lobe	2 setae	2ss	4ss	2ss	2ss	2ss	2ss
Setae on single lobe	1 seta	1ss	0, 1 seta	1ss	1ss	1ss	1ps
Setae on two lobes	5	4	5	4	5	5	5
Setae on exopod (scaphognathite)	3 setae	2ss	3-4ps	2ss	3ss	3ss	3ss
Setae on protopod	1	2	1	3	4	3	1
Endopod	3 setae	3ss	5ss	4ss	3ss	5ss	4ss
Number of segments							
Setae on distal segment	NA	4ps	4ps	4ps + 1ss	4ps	4ps + 1ss	4ps
Setae on exopod	2ss	2ss	0	1ss	2ss	2ss	2ss
Setae on protopod	3	3	4	3	3	3	3
Endopod	3ss	3ss	3ss + 1ps	3ss	4ss	4ss + 1se	3ss
Number of segments							
Setae on distal segment	NA	4ps	4ps + 1ss	3ps	1 + 4ps	4ps + 2ss	4ps
Setae on exopod	2	2ss	1sp + 1ps	2ss	2ss	2ss	2ss
Setae on protopod	3	3	3	3	3	3	3
Endopod	NA	NA	4ps + 1ss	4ps	1 + 4ps	4ps + 2ss	4ps
Number of segments							
Setae on distal segment	NA	NA	4ps + 1ss	4ps	1 + 4 ps	4ps + 2ss	4ps
Setae on exopod	NA	NA	4ps + 1ss	4ps	1 + 4 ps	4ps + 2ss	4ps
Number of buds	2	NA	N/A	0	2	2	2
Telson	7 + 7ps	7 + 7ps	6 + 6ps, 1 + 1ss	6 + 6ps, 1 + 1ss	7 + 7ps	7 + 7ps	7 + 7ps

distinct rostrum; a smooth abdomen; and a telson posterior margin nearly straight or with a small median notch; the first two pereopods present as biramous buds; and the maxillipeds all developed, with four plumose setae on the posterior end of the exopod. However, it is important to remember that there are only seven zoea I known of a total of 152 species, and generalizations should be made cautiously.

For the species in which the first zoea is known, and which have been recently relocated from the genus *Periclimenes* (*P. agag*, *P. americanus*, *P. calmani*, *P. grandis* and *P. indicus*), we found some differences in the patterns of the morphological characteristics, from those in species of *Periclimenes*: the exopod of the first maxilliped of *P. calmani* may have only three setae, and this species have a pair of lateral spines on the fifth segment of abdomen (Gurney 1927); two species (*P. calmani* and *P. indicus*) have three pereopod buds (Gurney 1927; Menon 1948), while all *Periclimenes* species have a maximum of two (Table 2); *P. americanus* shows six segments on the antennal scale (Kurata 1970), while the others show a maximum of five (Table 2).

Apart from these differences, is possible to find some similarities between these two groups of species. *Periclimenes calmani* shares a 4-segmented endopod of the second maxilliped and a bilobed endopod of the maxilla with *P. soror* (Gurney 1927; Wear 1976); and all species which have been relocated of the genus have some characteristics (the number of setae on the antennal scale, the number of setae at the posterior end of the exopod of the maxillipeds, and one plumose setae plus one spine on the endopod of antenna) (Gurney 1927, 1938; Menon 1948; Kurata 1970) in common with the majority of *Periclimenes* species (Table 2). One possible explanation is that differences probably appear in subsequent stages of development.

As illustrated by this review, there is a clear need for further studies on the larval morphology of the genus *Periclimenes* and related genera, which would enable a clearer understanding of the phylogenetic relationships of the group in the future. Furthermore, the combination of a morphological analysis, including all zoeal stages if possible, with a molecular analysis could expand our understanding of the evolution of the genus.

Acknowledgments

Support for this study was provided by grants from the Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo - FAPESP (Temático Biota 2010/50188-8; Coleções Científicas 2009/54931-0) and the Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq to FLM (301359/2007-5; 473050/2007-2; 302748/2010-5; 471011/2011-8) and to RCC (304784/2011-7). JAFP thanks CNPq for the award of a master's scholarship (130837/2011-3). MT thanks FAPESP for an ongoing postdoctoral fellowship (2011/11901-3). Thanks are due to all members of the Laboratory of Bioecology and Crustacean Systematics (LBSC) of FCLRP/USP and the Laboratory of Biology and Ecology of Marine and Freshwater shrimps (LABCAM) of FC/UNESP for their help during field work, to Dr. Janet Reid (JWR Associates) for providing the English review service, and to anonymous reviewer for suggestions and contributions toward improving this article.

References

- Berggren, M. (1994) *Periclimenes nomadophila* and *Tuleariocaris sarec*, two new species of Pontoniine shrimps (Decapoda: Pontoniinae), from Inhaca Island, Moçambique. *Journal of Crustacean Biology*, 14 (4), 782–802.
<http://dx.doi.org/10.1163/193724094x00759>
- Bruce, A.J. (1972) An association between a pontoniinid shrimp and a rhizostomatous scyphozoan. *Crustaceana*, 23 (3), 300–302.
<http://dx.doi.org/10.1163/156854072x00192>
- Bruce, A.J. (1988) *Periclimenes tonga* sp. nov., a commensal shrimp associated with a scyphozoan host from Tonga (Crustacea: Decapoda: Palaemonidae). *Micronesica*, 21, 23–32.
- Chace, F.A. (1969) A new genus and five new species of shrimps (Decapoda: Palaemonidae, Pontoniinae) from the Western Atlantic. *Crustaceana*, 16 (3), 251–271.
<http://dx.doi.org/10.1163/156854069x00295>
- Chace, F.A. Jr. & Bruce, A.J. (1993) The caridean shrimps (Crustacea: Decapoda) of the Albatross Philippine Expedition (1907–1910, Part 6: Superfamily Palaemonoidea). *Smithsonian Contributions to Zoology*, 543, 1–152.
<http://dx.doi.org/10.5479/si.00810282.543>
- 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.
<http://dx.doi.org/10.1080/07924259.1998.9652627>

- De Grave, S. & Fransen, C.H.J.M. (2011) Carideorum catalogus: the recent species of the dendrobranchiate, stenopodidean, procarididean and caridean shrimps. *Zoologische Mededelingen*, 89 (5), 195–589.
- Dos Santos, A., Calado, R., Bartilotti, C. & Narciso, L. (2004) The larval development of the partner shrimp *Periclimenes sagittifer* (Norman, 1861) (Decapoda: Caridea: Palaemonidae: Pontoniinae) described from laboratory-reared material, with a note on chemical settlement cues. *Helgolander Marine Research*, 58 (2), 129–139.
<http://dx.doi.org/10.1007/s10152-004-0178-2>
- Geiselsbrecht, H. & Melzer, R.R. (2009) Morphology of the first zoeal stage of the partner shrimp *Periclimenes amethysteus* Risso, 1827 (Decapoda: Caridea: Palaemonidae: Pontoniinae) studied with the Scanning EM. *Zootaxa*, 2140, 45–55.
- Gopalan, S. & Nayar, B.S.C. (1947) The newly hatched larva of *Periclimenes (Ancylocaris) brevicarpalis* (Schenkel). *Proceedings of the Indian Academy of Sciences, Section B*, 26 (4), 168–176.
- Gore, R., Van Dover, C. & Factor, J. (1981) Studies on Decapod Crustacea from the Indian River region of Florida. XVIII. Rediscovery of *Periclimenes (Periclimenes) pandionis* Holthuis, 1951 (Caridea, Palaemonidae) with notes on the males and zoeal stages. *Crustaceana*, 40 (3), 253–265.
<http://dx.doi.org/10.1163/156854081x00723>
- Gurney, R. (1927) Larvae of the Crustacea Decapoda. Zoological results of the Cambridge Expedition to the Suez Canal. *Transactions of the Zoological Society of London*, 22, 231–286.
<http://dx.doi.org/10.1111/j.1096-3642.1927.tb00335.x>
- Gurney, R. (1938) The larvae of the decapod Crustacea Palaemonidae and Alpheidae. *Scientific Reports of the Great Barrier Reef Expedition*, 6 (1), 1–60.
- Kou, Q., Li, X., Chan, T.Y., Chu, K.H., Huang, H. & Gan, Z. (2013) Phylogenetic relationships among genera of the *Periclimenes* complex (Crustacea: Decapoda: Pontoniinae) based on mitochondrial and nuclear DNA. *Molecular Phylogenetics and Evolution*, 68 (1), 14–22.
<http://dx.doi.org/10.1016/j.ympev.2013.03.010>
- Kurata, H. (1970) *Studies on the life histories of Decapod Crustacea of Georgia*. PhD Thesis, University of Georgia, Sapelo Island, 274 pp.
- Landeira, J.M., Lozano-Soldevilla, F. & González-Gordillo, J.I. (2009) Morphology of first seven larval stages of the striped soldier shrimp, *Plesionika edwardsii* (Brandt, 1851) (Crustacea: Decapoda: Pandalidae) from laboratory reared material. *Zootaxa*, 1986, 51–66.
- Martinelli-Filho, J.E., Stam Par, S.N., Morandini, A.C. & Mossolin, E.C. (2008) Cleaner Shrimp (Caridea: Palaemonidae) associated with scyphozoan jellyfish. *Vie et Milieu - Life and Environment*, 58 (2), 133–140.
- Menon, K.M. (1949) The larval stages of *Periclimenes (Periclimenes) indicus* Kemp. *Proceedings of the Indian Academy of Sciences, Section B*, 30 (3), 121–133.
- Omori, K., Yanagisawa, Y. & Hori, N. (1994) Life-history of the caridean shrimp *Periclimenes ornatus* Bruce associated with a sea-anemone in southwest Japan. *Journal of Crustacean Biology*, 14 (1), 132–145.
<http://dx.doi.org/10.2307/1549060>
- Pohle, G.W. & Marques, F. (2000) Larval stages of *Paradasygius depressus* (Bell, 1835) (Crustacea: Decapoda: Brachyura: Majidae) and a phylogenetic analysis for 21 genera of Majidae. *Proceedings of the Biological Society of Washington*, 113 (3), 739–760.
- Vieira, R.R.R., Ferreira, R.S. & D'Incao, F. (2012) Pontoniinae (Crustacea: Decapoda: Caridea) from Brazil with taxonomic key. *Zootaxa*, 3149, 1–38.
- Wear, R.G. (1976) Larva of the commensal shrimp *Periclimenes (Periclimenes) soror* Nobili, 1904 (Crustacea: Decapoda: Pontoniinae) from Fiji. *New Zealand Journal of Marine and Freshwater Research*, 10 (3), 527–532.
<http://dx.doi.org/10.1080/00288330.1976.9515635>

Capítulo 2 – Artigo 2

Comparative analysis of the early larval stages of two marine shrimp genera *Leander* and *Nematopalaemon* (Caridea, Palaemonidae) obtained in the laboratory

João Alberto Farinelli Pantaleão¹, Mariana Terossi², Fernando Luis Mantelatto² & Rogério Caetano Costa¹

1. Laboratory of Biology of Marine and Freshwater Shrimps (LABCAM), Department of Biological Sciences, School of Sciences, São Paulo State University (UNESP); Av. Eng. Luiz Edmundo Corrijo Coube, 14-01, 17033-360 Bauru, SP, Brasil, pantaleaojaf@gmail.com, rccosta@fc.unesp.br

2. Laboratory of Bioecology and Crustacean Systematics (LBSC), Faculty of Philosophy, Sciences and Letters at Ribeirão Preto (FFCLRP), University of São Paulo (USP); Av. Bandeirantes, 3900, 14040-901, Ribeirão Preto, São Paulo, Brazil, mterossi@usp.br, flmantel@usp.br

Running title: Early larval stages of *Leander paulensis* and *Nematopalaemon schmitti*

Abstract

The first and second zoeal stages of *Leander paulensis* and *Nematopalaemon schmitti* are described and illustrated from laboratory-reared material. These descriptions constitute the first larval description for both species. Larvae were obtained from females with embryos collected in tropical locations of Brazil's southeast coast (*L. paulensis* at Cananéia, São Paulo state, and *N. schmitti* at Macaé, Rio de Janeiro state). The morphology of newly hatched larva is compared with previous descriptions of congeners (*L. tenuicornis* and *N. tenuipes*). Obvious similarities were observed between the genera (carapace spines; peduncle and flagella of antenulle; flagellum of antenna; coxal endite of maxillule; endopods and basal endites of maxilla; pereopods; and telson formula). However, a considerable number of morphological differences are pointed to distinguish these two genus, and even the species into these genera. The information provided here will help the identification of these species in plankton samples and can be used in future studies of life histories and phylogenetic relationships at different taxonomic levels.

Keywords: Decapoda; larval development; larval morphology; Palaemoninae

Introduction

Including around 981 species, Palaemonidae Rafinesque 1815 is the most speciose family of the Caridea Dana 1852 (De Grave & Fransen 2011). Under the currently classification, Palaemonidae comprises two subfamilies: Pontoniinae Kingsley 1879 that encompass around 602 species, and Palaemoninae Rafinesque 1815 with 379 (De Grave & Fransen 2011). This family is distributed for all the continents, in tropical and temperate regions, with representatives in marine, brackish and freshwater (Holthuis, 1952; Bauer, 2004).

The genus *Leander* Desmarest 1849 and *Nematopalaemon* Holthuis 1950 are both composed of five marine/estuarine species widespread distributed throughout most tropical, subtropical and temperate waters, and very abundant in Indo-Pacific (Bruce 2002; De Grave & Fransen, 2011). From Brazilian waters, two species of *Leander* were recorded: *Leander paulensis* Ortmann 1897 and *L. tenuicornis* (Say 1818). On the other hand, *Nematopalaemon schmitti* (Holthuis 1950) is the unique representative of the genus in Brazil (Ferreira et al. 2010).

Both species occur of the western Atlantic, showing some overlapping: *Leander paulensis* is a shrimp that inhabits shallow marine waters (up to 16 m) in sand and rock bottoms with algae, with records from Florida, USA to Paraná, Brazil (Ramos-Porto 1986; Almeida et al. 2006; Carvalho et al. 2014; Zimmermann et al. 2015); *Nematopalaemon schmitti* is distributed from Guiana to São Paulo state (Brazil), and occurs from shallow waters to 60 m (Ramos-Porto & Coelho 1998; Costa et al. 2000). Because of the comparatively small sizes, both species are not commercially exploited, but they are part of the several by-catch species in fisheries targeting large penaeid shrimps (Fransozo et al. 2009; Almeida et al. 2012).

Previous descriptions of the first larvae of *Leander* are quite older and deal with species that are not currently valid (see De Grave & Fransen 2011 for taxonomical update). These descriptions are: *L. adspersus* Ortmann 1894 by Mortensen (1897), *L. serratus* Sharp 1893 by Sollaud (1923), *L. longirostris* (H. Milne-Edwards 1837) and *L. squilla* (Rathke 1837) by Gurney (1924) and *L. pacificus* Stimpson 1860 by Gurney (1938). The unique descriptions of larvae of the genus in the literature is of *L. tenuicornis* (Gurney 1938). In relation to *Nematopalaemon*, only the larvae of *N. tenuipes* (Henderson 1893) was described by Pillai (1966) as *Palaemon tenuipes*.

The present study describes the morphology of *L. paulensis* and *N. schmitti* larvae (stages I and II) reared in the laboratory and compare differences to the previous descriptions. This will help the identification in plankton samples and is useful to understand the life history of these species and phylogenetic relationships among the family.

Material and Methods

For the larval descriptions, we used females with embryos collected in two different locations of Brazil's southeast coast. The female of *L. paulensis* was collected in April 2013, at Cananéia, São Paulo state (25°05'02.4"S, 47°50'59.6"W); and the parental female of *N. schmitti* was collected in July 2013, at Macaé, Rio de Janeiro State (22°37'0S, 041°78'W). The collections were made with the same type of commercial shrimp fishing boats, at depths of 5 - 10 m. The boats were equipped with an otter-trawl net (mesh size 20 mm and 18 mm in the cod end) for trawling.

The females with embryos were transported and maintained alive in 2-liter containers with seawater from the sampling site until the larvae hatched in the Laboratory of Biology of Marine and Freshwater Shrimps (LABCAM). After hatching,

females were conserved (ethyl alcohol 98%) and had their carapace length (CL in mm, excluding rostrum) measured. The larvae were mass-reared at constant 25°C and a salinity of 33, under continuously moderated aeration in small beakers (500 ml, about 100 larvae per beaker). Each day, food (*Artemia* sp.) were offered *ad libitum*, the water partially renewed to remove feces and food remains and the larvae checked for moulting and mortality. Afterwards of detecting moults, the obtained larval stages were conserved in a mixture (1:1) of 70% ethyl alcohol and glycerin.

Dissections, drawings and measurements were made under a Zeiss Stemi 200C trinocular stereomicroscope, and a Leica DM750 microscope equipped with a *camera lucida*. The CL of 10 larvae of each species and stage was measured as the maximum length from the posterior margin of the ocular orbit to the posterior margin of the carapace. Total length (TL) is given as the distance from the tip of the rostrum to the posterior margin of the telson, excluding setae. All measurements were made with an ocular micrometer. We arranged the sequence of larval descriptions and figures according the standards suggested by Clark et al. (1998) and Clark & Cuesta (2015). Setal terminology followed the recommendations of Garm et al. (2004). At least five larvae of each species and stage were dissected for detailed examination.

Vouchers of the parental females and respective larvae were deposited at the Crustacean Collection of the Biology Department of FFCLRP, University of São Paulo, Brazil (CCDB/FFCLRP/USP). The long terminal plumose natatory setae on exopods of the maxillipeds are truncated in the figures. Comparisons of the first zoeal stage of species of *Leander* and *Nematoplalaemon* were conducted using both the descriptions and drawings of the original works.

Results

The parental females of *L. paulensis* and *N. schmitti* have a CL of 6.70 and 12.03 mm, respectively. The zoeae I and II of both species were obtained, and are completely described in detail. The morphological aspects of these descriptions were compared with those of *L. tenuicornis* (Gurney 1938) and *N. tenuipes* (Pillai 1966) (Table 1).

Leander paulensis

Zoea I (Figs. 1a-m)

Duration: 48 – 72 hours.

Dimensions: CL: 0.34 ± 0.02 mm; TL: 1.83 ± 0.04 mm (n = 10).

Carapace (Figs. 1a, b, c): carapace smooth; rostrum slender, without setae and long, slightly overreaching the antennule exopod, ventral margin with small terminal denticles as illustrated; pterygostomian spine present; eyes sessile.

Antennule (Figs. 1a, b, d): peduncle unsegmented; endopod as a long plumose seta; exopod with 4 terminal aesthetascs (1 stronger and 3 slender) and 1 terminal plumose seta.

Antenna (Figs. 1a, b, e): peduncle unsegmented and smooth; endopod with 1 long plumose seta and 1 strong outer terminal spine; exopod (antennal scale) 5-segmented, with 10 plumose setae, 8 on inner side (3, 1, 1, 1, 2), plus 2 shorter on the outer side (0, 1, 0, 0, 1).

Mandibles (Not illustrated): incisor and molar process developed. Palp absent.

Maxillule (Fig. 1f): coxal endite with 4 simple setae; basal endite with 5 (2 stout cuspidate and 3 simple) setae; endopod with 2 terminal (1 simple and 1 sparsely plumodenticulate) setae; exopodal seta absent.

Maxilla (Fig. 1g): coxal endite not bilobed, with 2 sparsely plumose setae; basal endite bilobed, with 1 simple seta on each lobe; endopod unsegmented, with 1 terminal simple seta; exopod (scaphognathite) with 5 marginal plumose setae; microtrichia on margins of exopod, endopod, basal and coxal endites as illustrated.

First maxilliped (Fig. 1h): coxa without setae; basis with 8 simple setae arranged 1 + 2 + 1 + 4; endopod 2-segmented with 1 marginal simple, 5 (2 marginal simple + 3 terminal sparsely plumodenticulate) setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 4 long terminal plumose natatory setae.

Second maxilliped (Fig. 1i): coxa without setae; basis with 4 simple setae arranged 1 + 1 + 2; endopod 3-segmented with 1 marginal simple, 3 (1 terminal simple and 2 subterminal sparsely plumodenticulate), 4 terminal (1 stout and 3 slender) sparsely plumodenticulate setae, respectively; exopod unsegmented bearing 2 small marginal plumose and 4 long terminal plumose natatory setae.

Third maxilliped (Fig. 1j): coxa without setae; basis with 3 simple setae arranged 1 + 1 + 1; endopod 3-segmented with 2 (1 marginal and 1 subterminal) simple, 3 terminal (1 small simple, 1 long simple and 1 long sparsely plumodenticulate), 2 terminal serrate setae, respectively; exopod unsegmented bearing 2 small marginal plumose and 4 long terminal plumose natatory setae.

Pereopods (Figs. 1k, l): first and second as biramous bud.

Pleon (Figs. 1a, b): with five pleonites without setae, pleonite 5 with 2 posterolateral spines, pleonite 6 fused with the telson. Pleopods and uropods absent. Anal spine absent.

Telson (Figs. 1a, m): broad at posterior margin, with 7 + 7 plumose setae (the outer 2 setae plumose only in the inner margin), outermost pair subterminal, inner pair

shorter; one row of minute spinules on distal margin between and around bases of the 6 + 6 inner setae.

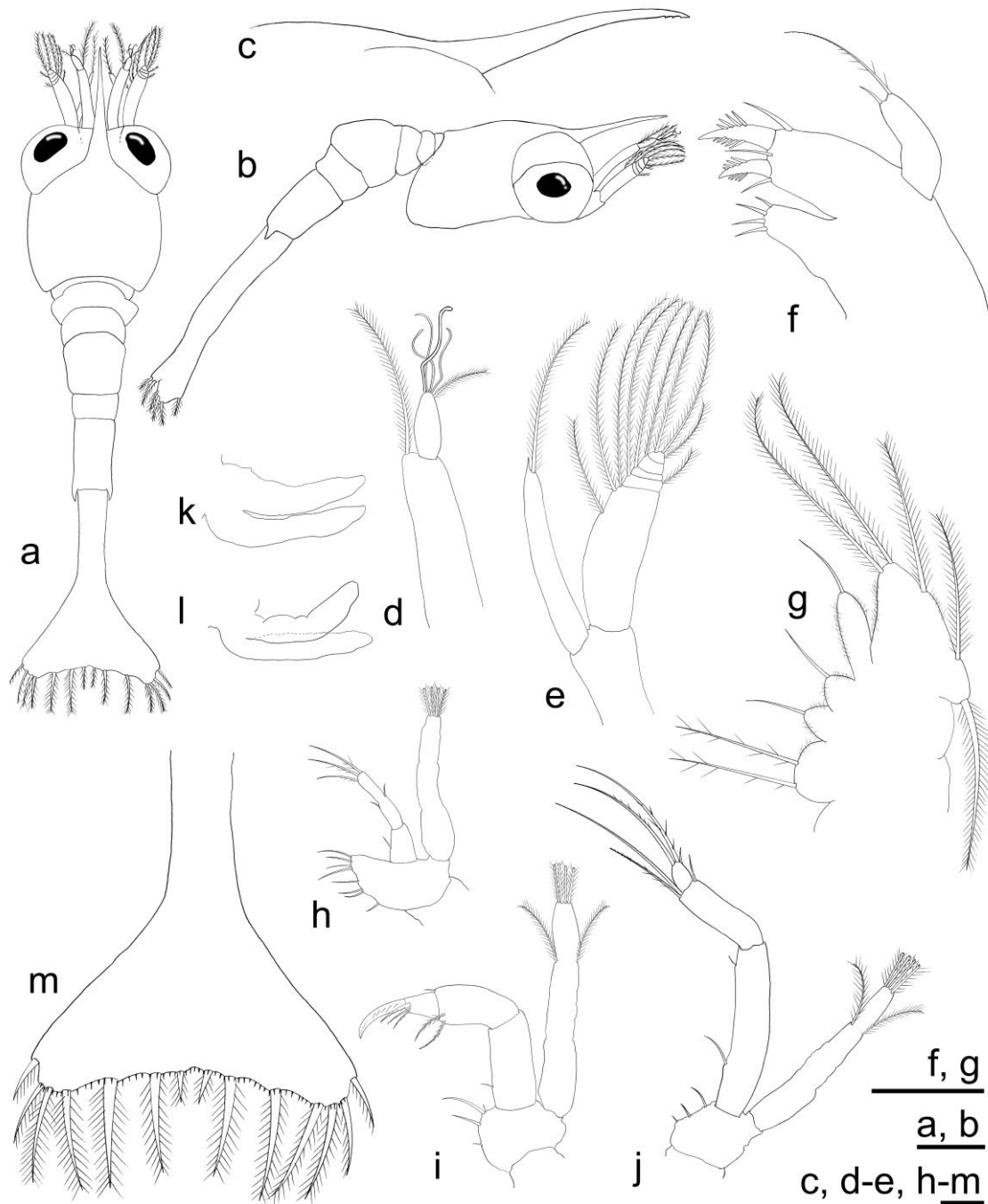


Figure 1. *Leander paulensis*, Zoea I. a. Dorsal view; b. Lateral view; c. Magnification of the carapace, lateral view; d. Antennule; e. Antenna; f. Maxillule; g. Maxilla; h. First maxilliped; i. Second maxilliped; j. Third Maxilliped; k, l. First and second pereopods; m. Telson. (Scale bars: a, b = 0.2 mm; c = 0.025; d – m = 0.05 mm)

Zoea II (Figs. 2a-n)

Duration: more than 48 hours.

Dimensions: CL: 0.42 ± 0.01 mm; TL: 1.96 ± 0.09 mm (n = 10).

Carapace (Figs. 2a, b, c): rostrum straight and long, reaching the extremity of the antennule peduncles, ventral margin with small terminal denticles as illustrated; presence of 1 pair of pterygostomian spines, 1 pair of supraorbital spines and 1 dorsal spine; a small dorsal tubercle on anterior part of carapace near the dorsal spine; eyes compound and stalked.

Antennule (Figs. 2a, b, d): peduncle 2-segmented; proximal segment with 4 (3 simple and 1 plumose) terminal setae and distal segment with 2 plumose setae; endopod as a long plumose seta; exopod with 4 terminal aesthetascs.

Antenna (Figs. 2a, b, e): peduncle unsegmented and smooth; endopod with 1 small simple, 1 long plumose seta and 1 strong outer terminal spine; exopod (antennal scale) 5-segmented, with 10 plumose setae, 8 on inner side (2, 1, 1, 1, 3) and 2 shorter on the outer side (0, 1, 0, 0, 1) and 2 small simple setae on the outer margin.

Mandibles (Not illustrated): incisor and molar process developed. Palp absent.

Maxillule (Fig. 2f): coxal endite with 4 simple setae; basal endite with 7 (4 stout cuspidate and 3 simple) setae; endopod with 2 terminal sparsely plumodenticulate setae, exopodal seta absent.

Maxilla (Fig. 2g): coxal endite not bilobed, with 2 sparsely plumose setae; basal endite bilobed, with 1 and 2 simple seta on proximal and distal lobe, respectively; endopod unsegmented, with 1 terminal simple seta; exopod (scaphognathite) with 7 marginal plumose setae; microtrichia on margins of exopod, endopod, basal and coxal endites as illustrated.

First maxilliped (Fig. 2h): coxa without setae; basis with 7 simple setae arranged 1 + 2 + 1 + 2 + 1; endopod 3-segmented with 1 marginal simple, 4 terminal (2 simple and 2 sparsely plumodenticulate), 1 terminal sparsely plumodenticulate setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 4 long terminal plumose natatory setae.

Second maxilliped (Fig. 2i): coxa without setae; basis with 4 simple setae arranged 1 + 3; endopod 3-segmented with 0, 3 terminal (1 simple and 2 sparsely plumodenticulate), 3 terminal (1 stout and 2 slender) sparsely plumodenticulate setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 1 small marginal plumose and 4 long terminal plumose natatory setae.

Third maxilliped (Fig. 2j): coxa without setae; basis with 3 simple setae arranged 1 + 1 + 1; endopod 4-segmented with 2 (1 proximal and 1 subterminal) simple, 0, 3 terminal (1 small simple, 1 long serrate and 1 sparsely plumodenticulate), 3 terminal (1 long and 2 small) sparsely plumodenticulate setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 4 long terminal plumose natatory setae.

Pereopod 1 (Fig. 2k): coxa without setae; basis with 1 subterminal simple seta; endopod 4-segmented with 1 marginal simple, 1 subterminal simple, 1 terminal serrate, 3 (1 subterminal simple and 2 long subterminal serrate) setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 2 marginal simple and 4 long terminal plumose natatory setae.

Pereopod 2 (Fig. 2l): coxa without setae; basis with 1 terminal simple seta; endopod 4-segmented with 1 marginal simple, 0, 2 terminal serrate, 2 terminal (1 small simple and 1 long serrate) setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 4 long terminal plumose natatory setae.

Pereopods 3 – 5 (Fig. 2m): third and fourth lacking; fifth as a uniramous bud.

Pleon (Figs. 2a, b): with five pleonites without setae, pleonite 5 with 2 posterolateral spines, pleonite 6 fused with the telson. Pleopods and uropods absent. Anal spine absent.

Telson (Figs. 2a, n): broad at posterior margin, with 8 + 8 plumose setae (the outermost pair subterminal and plumose only in the inner margin), inner pair shorter; one row of minute spinules on distal margin between and around bases of the 7 + 7 inner setae.

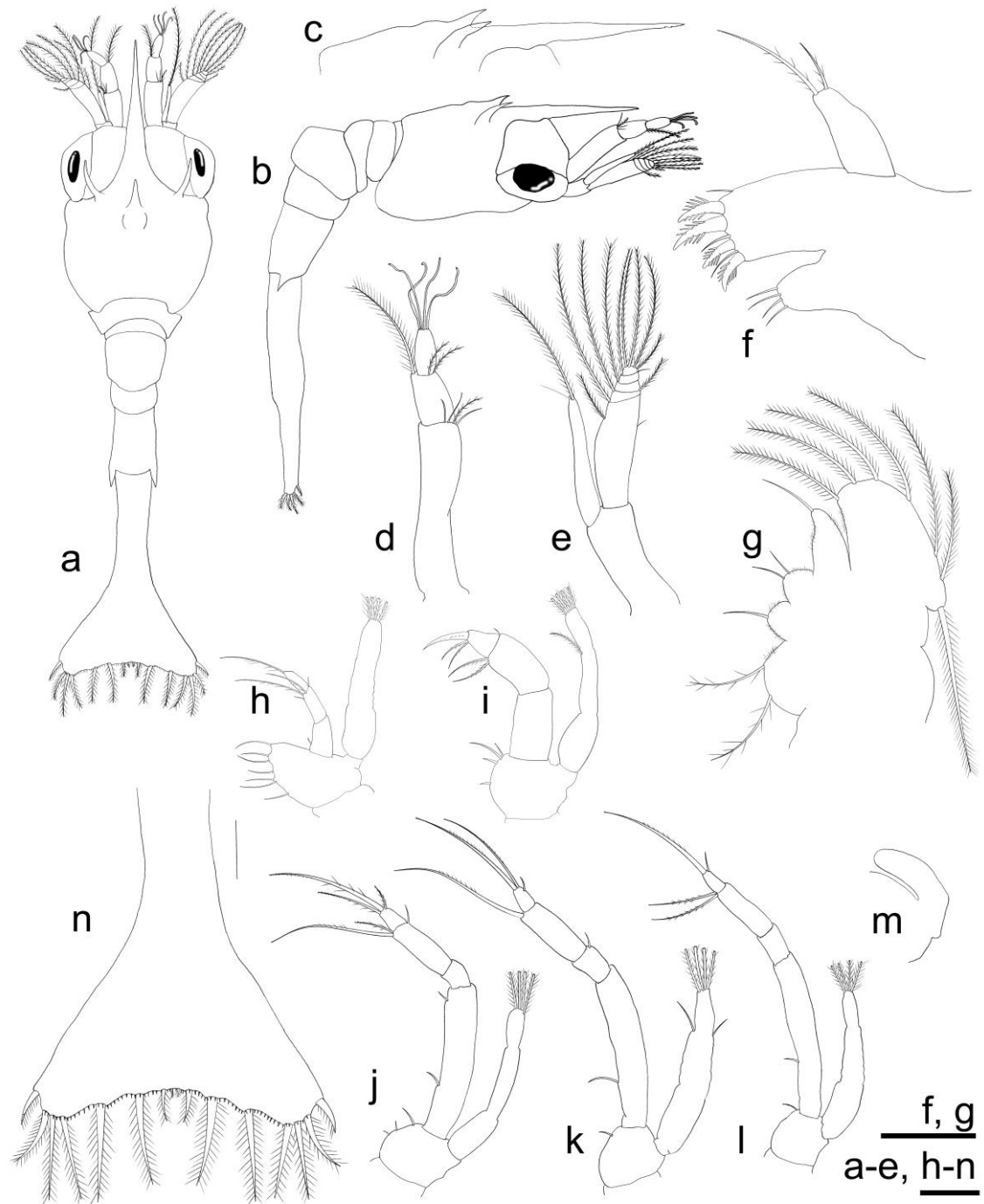


Figure 2. *Leander paulensis*, Zoea II. a. Dorsal view; b. Lateral view; c. Magnification of the carapace, lateral view; d. Antennule; e. Antenna; f. Maxillule; g. Maxilla; h. First maxilliped; i. Second maxilliped; j. Third Maxilliped; k. First pereopod; l. Second pereopod; m. Fifth pereopod; n. Telson. (Scale bars: a, b = 0.2 mm; c – e = 0,01 mm; f – n = 0.05 mm)

Nematopalaemon schmitti

Zoea I (Figs. 3a-m)

Duration: 48 – 72 hours.

Dimensions: CL: 0.37 ± 0.02 mm; TL: 1.86 ± 0.06 mm (n = 10).

Carapace (Figs. 3a, b, c): carapace smooth; rostrum without setae and short, not reaching the extremity of the eyes; pterygostomian spine present; eyes compound and sessile.

Antennule (Figs. 3a, b, d): peduncle unsegmented; endopod as a long plumose seta; exopod with 4 terminal aesthetascs and 1 terminal plumose seta.

Antenna (Figs. 3a, b, e): peduncle unsegmented, with a terminal spine near endopod; endopod with 1 long plumose seta and 1 terminal inner spine; exopod (antennal scale) 4-segmented, with 9 plumose setae on the inner side (4, 1, 1, 3) plus 3 short simple setae on the outer side (1, 1, 0, 1).

Mandibles (Not illustrated): incisor and molar process developed. Palp absent.

Maxillule (Fig. 3f): coxal endite with 4 simple setae; basal endite with 6 (1 stronger and 5 smaller) cuspidate setae; endopod with 1 small terminal protuberance and 1 subterminal simple seta; exopodal seta absent.

Maxilla (Fig. 3g): coxal endite bilobed with 1 and 2 terminal sparsely plumose setae on proximal and distal lobe, respectively; basal endite bilobed, with 2 (1 simple and 1 sparsely plumose) setae on each lobe; endopod with 1 long terminal sparsely plumose seta, microtrichia on inner and outer margin as illustrated; exopod (scaphognathite) margin with 5 plumose setae.

First maxilliped (Fig. 3h): coxa without setae; basis with 4 simple setae arranged 1 + 1 + 1 + 1; endopod unsegmented, with 5 (1 marginal and 2 subterminal simple, and 2

terminal sparsely plumose) setae; exopod unsegmented, bearing 3 long terminal plumose natatory setae.

Second maxilliped (Fig. 3i): coxa without setae; basis with 3 simple setae arranged 1 + 1 + 1; endopod 4-segmented with 1 marginal simple, 0, 1 terminal simple, 3 terminal (2 stout sparsely plumose and 1 simple) setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 1 small marginal simple, and 4 long terminal plumose natatory setae.

Third maxilliped (Fig. 3j): coxa without setae; basis with 1 simple seta; endopod 4-segmented with 2 (1 marginal and 1 subterminal) simple, 0, 2 terminal (1 simple and 1 sparsely plumose), 2 terminal simple (1 stout and 1 small) setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 1 small subterminal simple, and 4 long terminal plumose natatory setae.

Pereopods (Figs. 3k, l): first and second as biramous buds.

Pleon (Figs. 3a, b): with five pleonites without setae and rounded, pleonite 6 fused with the telson. Pleopods and uropods absent. Anal spine absent.

Telson (Figs. 3a, m): broad at posterior margin, with 7 + 7 plumose setae (the outer 2 setae plumose only in the inner margin), outermost pair subterminal, inner pair shorter; one row of minute spinules on distal margin between and around bases of the 4 + 4 inner setae.

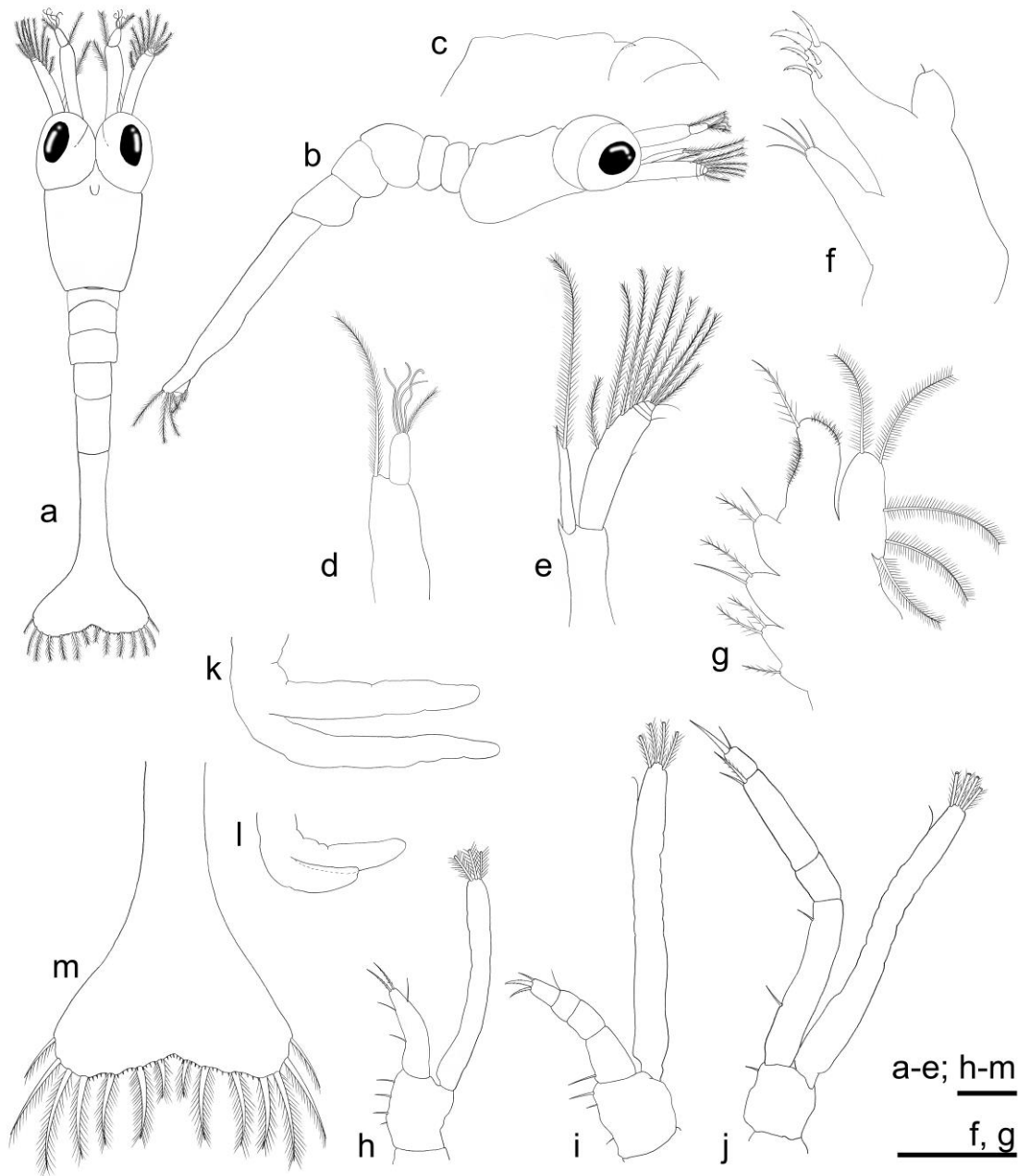


Figure 3. *Nematopalaemon schmitti*, Zoea I. a. Dorsal view; b. Lateral view; c. Magnification of the carapace, lateral view; d. Antennule; e. Antenna; f. Maxillule; g. Maxilla; h. First maxilliped; i. Second maxilliped; j. Third Maxilliped; k, l. First and second pereopods; m. Telson. (Scale bars: a, b = 0.2 mm; c – m = 0.05 mm)

Zoea II (Figs. 4a-n)

Duration: more than 48 hours.

Dimensions: CL: 0.43 ± 0.02 mm; TL: 1.98 ± 0.12 mm (n = 10).

Carapace (Figs. 4a, b, c): rostrum almost reaching the extremity of the eyes stalks and with 1 small tooth dorsally; a small dorsal tubercle on anterior part of carapace near the rostrum; pterygostomian spine present; eyes compound and stalked.

Antennule (Figs. 4a, b, d): peduncle 2-segmented; proximal segment without setae and distal segment with 2 terminal plumose setae; endopod as a long plumose seta; exopod with 4 terminal aesthetascs and 1 terminal plumose seta.

Antenna (Figs. 4a, b, e): peduncle unsegmented, with a terminal spine near endopod; endopod with 1 long plumose seta and 1 terminal inner spine; exopod (antennal scale) 4-segmented, with 9 plumose setae on the inner side (3, 1, 1, 4) plus 3 short simple setae on the outer side (1, 0, 1, 1).

Mandibles (Not illustrated): incisor and molar process developed. Palp absent.

Maxillule (Fig. 4f): coxal endite with 6 (4 simple and 2 sparsely plumose) setae; basal endite with 8 (1 stronger and 7 smaller) cuspidate setae; endopod with 1 small terminal protuberance and 1 subterminal simple seta; exopodal seta absent.

Maxilla (Fig. 4g): coxal endite bilobed with 1 and 2 terminal sparsely plumose setae on proximal and distal lobe, respectively; basal endite bilobed, with 2 (1 simple and 1 sparsely plumose) setae on proximal lobe and 3 (1 simple and 2 sparsely plumose) setae on distal lobe; endopod with 1 long terminal sparsely plumose seta, microtrichia on inner and outer margin as illustrated; exopod (scaphognathite) margin with 7 plumose setae.

First maxilliped (Fig. 4h): coxa without setae; basis with 4 simple setae arranged 1 + 1 + 1 + 1; endopod 2-segmented, with 1 terminal simple, 4 (1 subterminal and 1 terminal simple plus 2 terminal sparsely plumodenticulate) setae; exopod unsegmented, bearing 4 long terminal plumose natatory setae.

Second maxilliped (Fig. 4i): coxa without setae; basis with 3 simple setae arranged 1 + 1 + 1; endopod 4-segmented with 1 marginal simple, 0, 2 terminal simple, 3 terminal (2 stout sparsely plumose and 1 simple) setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 1 small marginal simple, and 4 long terminal plumose natatory setae.

Third maxilliped (Fig. 4j): coxa without setae; basis with 1 simple seta; endopod 4-segmented with 1 marginal simple, 0, 2 terminal sparsely plumodenticulate, 3 terminal simple (1 stout and 2 slender) setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 2 small marginal plumose, and 4 long terminal plumose natatory setae.

Pereopod 1 (Fig. 4k): coxa without setae; basis with 1 simple seta; endopod 4-segmented with 1 marginal, 2 terminal, 1 terminal, 2 terminal (1 small and 1 very long) simple setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 2 small marginal plumose, and 4 long terminal plumose natatory setae.

Pereopods 2 – 5 (Figs. 4l, m): third and fourth lacking; second and fifth as biramous buds.

Pleon (Figs. 4a, b): with five pleonites without setae and rounded, pleonite 6 fused with the telson. Pleopods and uropods absent. Anal spine absent.

Telson (Figs. 4a, n): broad at posterior margin, with 8 + 8 setae (the outermost pair subterminal and plumose only in the inner margin), inner pair shorter and without setules; one row of minute spinules on distal margin between and around bases of the 5 + 5 inner setae.

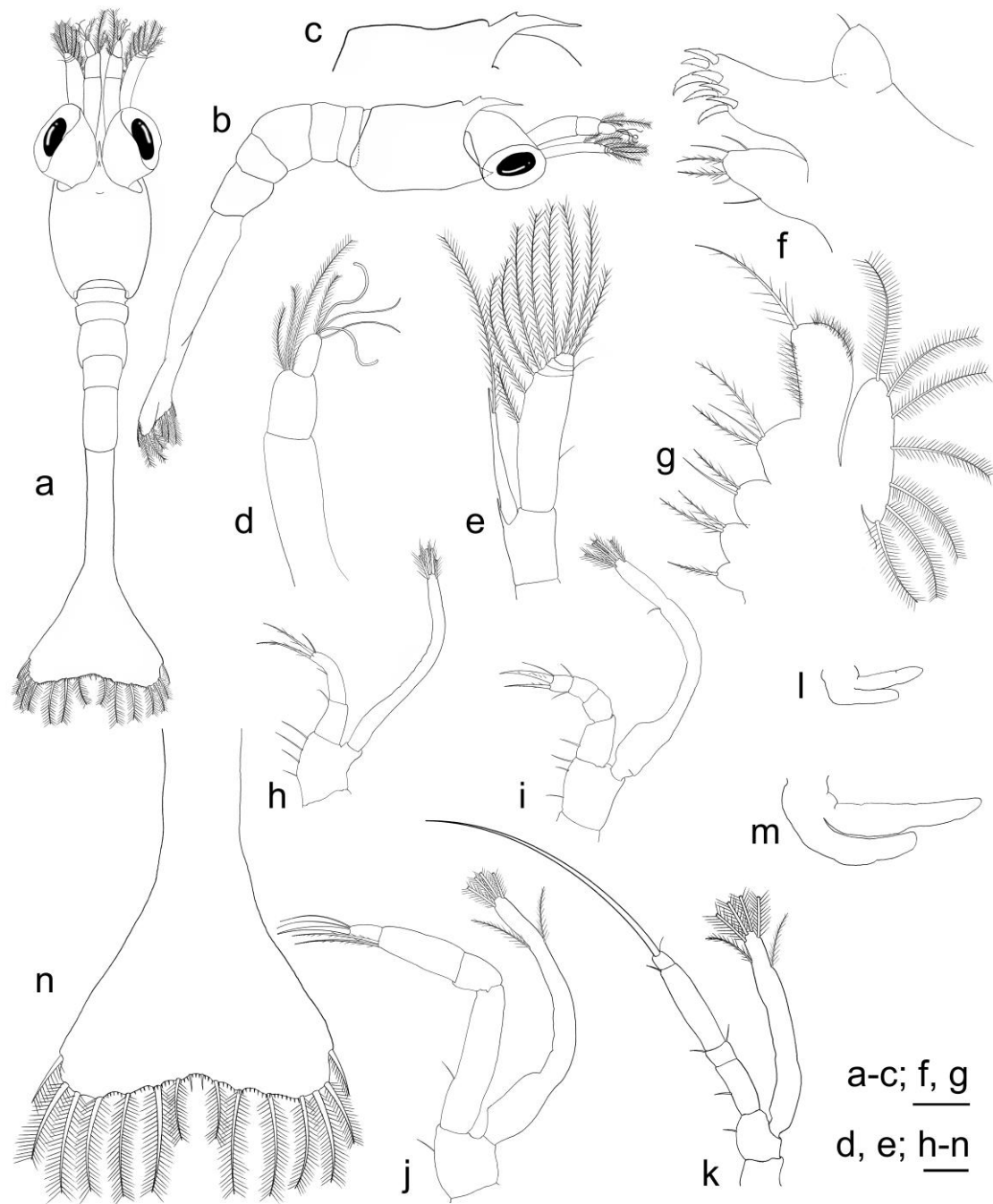


Figure 4. *Nematopalaemon schmitti*, Zoea II. a. Dorsal view; b. Lateral view; c. Magnification of the carapace, lateral view; d. Antennule; e. Antenna; f. Maxillule; g. Maxilla; h. First maxilliped; i. Second maxilliped; j. Third Maxilliped; k. First pereopod; l. Second pereopod; m. Fifth pereopod; n. Telson. (Scale bars: a, b = 0.2 mm; c – e, h – n = 0,05 mm; f – g = 0.02 mm)

Table 1. Comparison of selected morphological characters of the first zoeal stage of described species of genus *Leander* and *Nematopalaemon*. Distribution data obtained from Tirmizi & Kazmi (1995) and Ferreira et al. (2010).

Source	Gurney (1938)		Present study	Pillai (1966)	Present study
Species	<i>Leander tenuicornis</i>		<i>Leander paulensis</i>	<i>Nematopalaemon tenuipes</i>	<i>Nematopalaemon schmitti</i>
Locality	Ghardaqa, Egypt		Cananéia, Brazil	Cannanore, India	Macaé, Brazil
Distribution	Atlantic, Mediterranean Sea, and Indo-Pacific		Western Atlantic Ocean	Indo-Pacific	Western Atlantic Ocean
Size	CL (mm)	NA	0.34	NA	0.37
	TL (mm)	2.2 – 2.5	1.83	2.04	1.86
Structures	Characteristic				
Carapace	Spines	1 pterygostomian	1 pterygostomian	1 pterygostomian	1 pterygostomian
	Rostrum	long	long	short	short
Antennule	Peduncle	NA	unsegmented	unsegmented	unsegmented
	Inner flagela	NA	1ps	1ps	1ps
	Outer flagela	1ps + 4ae	1ps + 4ae	1ps + 4ae	1ps + 4ae
Antenna	Peduncle	NA	unsegmented	unsegmented, 1sp	unsegmented, 1sp
	Scale	5-seg., 12 setae	5-seg., 10ps	9ps + 1ss	4-seg., 9ps+ 3ss
	Flagellum	1seta + 1sp	1ps + 1sp	1s + 1sp	1ps + 1sp
Maxillule	Endopod	2 seta	1ss + 1 spd	smooth	1ss
	Basial endite	2ss + 2cs	3ss + 2cs	6 teeth	6cs
	Coxal endite	4 setae	4ss	4 teeth	4ss
Maxilla	Endopod	1 seta	1ss	1ss	1sps
	Exopod	6 setae	5ps	6ps	5ps
	Basial endite	bilobed, 2, 4 setae	bilobed, 1, 1ss	bilobed, 2, 2ss	bilobed, 1ss + 1sps, 1ss + 1sps
	Coxal endite	bilobed, 2, 1 setae	not bilobed 2sps	bilobed, 2, 2ss	bilobed, 1, 2sps
1° Maxilliped	Endopod	3-seg., 1, 1, 4 setae	2-seg., 1ss, 2ss + 3spd	4 setae	3ss + 2sps
	Exopod	4 setae	4ps	2 + 4ps	3ps
	Basis	8 setae	8ss	4ss	4ss
2° Maxilliped	Endopod	3-seg., 1, 2, 3 setae	3-seg., 1ss, 1ss + 2spd, 4spd	feebly seg. 5 setae	4-seg., 1ss, 0, 1ss, 1ss + 2sps
	Exopod	6 setae	6ps	2 + 4ps	1ss + 4ps
	Basis	2 sp	4ss	NA	3ss
3° Maxilliped	Endopod	NA	3-seg., 2ss, 2ss + 1spd, 2se	3-seg., 1, 1, 5 setae	4-seg., 1ss, 0, 1ss + 1sps, 2ss
	Exopod	6 setae	6ps	2 + 4ps	1ss + 4ps
	Basis	NA	3ss	NA	1ss
Pereiopods	N°	1 and 2 as rudiments	1 and 2 as biramous buds	1 and 2 as biramous buds	1 and 2 as biramous buds
Abdomen	5° seg/spines	present	present	absent	absent
Telson	N° of setae	7 + 7ps	7 + 7ps, minute sp between 6+6 setae	7 + 7ps	7 + 7ps, minute sp between 4+4 setae

Abbreviations: ae = aesthetascs; cs = cuspidate seta; ps = plumose seta; se = serrate seta; seg. = segmented; sps = sparsely plumose seta; sp = spine; ss = simple seta; spd = sparsely plumodenticulate seta; NA = not available in larval description.

Discussion

Hatching observation

During our laboratory observations, the hatching process of *L. paulensis* took only few minutes, while that of *N. schmitti* curiously took over 24 hours. Observations of living *N. schmitti* in the laboratory demonstrated that individuals constantly swim 30 – 50 cm above the bottom of aquaria (Fransozo et al. 2009). These aforementioned authors explain that these laboratory observations may not represent the behavior of shrimp in the field. However, it is presumptive that this long time took to brood hatch could be a strategy to optimize larval dispersion, because in 24 hours, a female with embryos that is constant swimming can travel a considerable distance. More studies focusing this hatching behavior seems to be necessary to confirm our observation and those of Fransozo et al. (2009).

Morphological comparisons

According to the morphological features observed in the zoeae I and II of *L. paulensis* and *N. schmitti*, it is possible to infer that both species probably have an extended larval development, according to the patterns proposed for other Palaemoninae (Sollaud 1923; Jaliha et al. 1993) and even for caridean shrimps in general (Knowlton 1973; Lai & Shy 2009; Guerao & Cuesta 2014).

Regarding *L. paulensis*, the size and number of eggs also support this type of larval development. A population from São Paulo state achieved a slightly higher fecundity (635 ± 246 eggs ranging from 227 to 1360) (Zimmermann et al. 2015) than its congener *L. tenuicornis*, that shows means of 452 (Corey & Reid 1991) and 593 ± 311 (Bauer 1991) eggs per female. The smaller size ($TL = 1.83 \pm 0.04$) observed in the zoea I of *L. paulensis* compared to *L. tenuicornis* ($TL = 2.2 - 2.5$) could be a reflection of

these differences in the fecundities. For crustaceans, the number and size of eggs are important reproductive variables and implicate in the size of newly hatched larvae (Hines 1982). However, it is possible to find strong intraspecific variation in egg size of these species due to ecological and latitudinal factors that influence this reproductive parameter (Zimmermann et al. 2015).

Information about the fecundity or egg size of *N. schmitti* are unfortunately not available in the literature. However, for *N. tenuipes*, the estimate mean fecundity was 975 eggs, for a population from Cagayan, Philippines (Rabanal et al. 2013). This fecundity allied to the morphological characteristics of the newly hatched larva described here, also suggest an extended larval development.

Genera comparison

The newly-hatched larvae of all four studied species of both genera share the following characteristics: carapace with a pterygostomian spine; antennule with an unsegmented peduncle and inner flagellum as a long plumose seta and outer flagellum with 1 plumose seta plus 4 aesthetascs; flagellum of antenna with 1 spine and 1 long plumose seta; coxal endite of maxillule with 4 setae; maxilla endopods with 1 seta and basal endites bilobed; first and second pereopods present as biramous buds; 6th pleonite fused with the telson, with formula of 7 + 7 (Table 1).

Apart from these similarities, we found some differences in the patterns of the morphological characteristics between the two studied genera. In a general view of the larva (zoea I and II), *Leander* can be distinguished of *Nematopalaemon* by the presence of pronounced lateral spines in the distal part of 5th pleonite and a long rostrum. Considering more specific features, there is a distal spine in the peduncle of antenna only in *Nematopalaemon* (zoea I and II); the endopod of first maxilliped is segmented

only in *Leander* (zoea I), even with different number of segments (3 and 2 for *L. tenuicornis* and *L. paulensis*, respectively, Table 1); and the basis of first maxilliped has 8 setae in *Leander* and 4 in *Nematopalaemon* (zoea I, Table 1).

Species comparison

In relation to congeneric species of the studied genera, some characteristics vary substantially among species. For the zoea I of *Leander* species it can be highlighted: antennal scale with 12 setae in *L. tenuicornis* and 10 setae in *L. paulensis*; basal endite of maxillule of *L. tenuicornis* has 2 simple and 2 plumose setae, while in *L. paulensis* there are 3 simple and 2 plumose setae; the exopod of maxilla (scaphognatite) has 6 and 5 setae in *L. tenuicornis* and *L. paulensis*, respectively; the coxal endite of maxilla is bilobed only in *L. tenuicornis*; the endopod of first maxilliped is 3-segmented in *L. tenuicornis* and 2-segmented in *L. paulensis*; the endopods of second maxillipeds are 3-segmented in both species, but with a distinct setal formulae in *L. tenuicornis* (1, 2, 3) and *L. paulensis* (1, 3, 4); basis of second maxilliped have 2 and 4 setae, for *L. tenuicornis* and *L. paulensis*, respectively.

The observed differences between zoea I of *Nematopalaemon* species are: antennal scale with a total of 10 and 12 setae, for *N. tenuipes* and *N. schmitti*, respectively; the endopod of maxillule is smooth in *N. tenuipes* and has 1 simple seta in *N. schmitti*; the exopod of maxilla (scaphognatite) has 6 and 5 plumose setae in *N. tenuipes* and *N. schmitti*, respectively; proximal lobe of the coxal endite of maxilla has only 1 seta in *N. schmitti*, against 2 in *N. tenuipes*; the endopod and exopod of first maxilliped have 4 and 6 setae in *N. tenuipes*, while in *N. schmitti*, these structures have 5 and 3, respectively; both the exopods of second and third maxillipeds have 6 (2 + 4) plumose setae in *N. tenuipes* and 5 (1 simple + 4 plumose) setae in *N. schmitti*; and the

endopod of third maxilliped have 3 and 4 segments, in *N. tenuipes* and *N. schmitti*, respectively.

Considering all these detailed aforementioned morphological characters, there is a considerable number of features that can be used to distinguish these two genera, and even the species into each genus. It is important to remember that here we compared the zoea I of only two of the five species that compound each genus, which means only 20% of the entire representativity. Thus, future generalizations should be made cautiously, and the advance of larval descriptions is certainly necessary to improve the knowledge of larval patterns of the palaemonids and also as additional indicatives for phylogenetic purposes.

Acknowledgements

Financial support for this project was provided by research grants from the multidisciplinary research project Thematic BIOTA FAPESP (São Paulo Research Foundation; nº 2010/50188-8), which aims to produce a fine-scale assessment of the marine decapod biodiversity of the State of São Paulo. Additional support came from the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel – CAPES (Ciências do Mar II Proc. 2005/2014 – 23038.004308/2014-14). Thanks are also due to the Brazilian National Council for Scientific and Technological Development – CNPq to ongoing research scholarships to FLM (304968/2014-5) and to RCC (305919/2014-8). JAFP thanks the CAPES for the award of a doctoral scholarship.

References

- Almeida AO, Coelho PA, Santos JTA, Ferraz NR. 2006. Crustáceos decápodos estuarinos de Ilhéus, Bahia, Brasil. *Biota Neotropica*. 6(2): 1-24.
- Almeida AC, Fransozo A, Teixeira GM, Hiroki KAN, Furlan M, Bertini G. 2012. Ecological distribution of the shrimp *Nematopalaemon schmitti* (Crustacea:

- Decapoda: Caridea) in three bays on the south-eastern coast of Brazil. *African Journal of Marine Science*. 34(1): 93-102.
- Bauer RT. 1991. Analysis of embryo production in a caridean shrimp guild from a tropical seagrass meadow. In: Wenner A, Kuris A. (Eds.). *Crustacean egg production*. Rotterdam: A. A. Balkema. 181-191.
- Bauer RT. 2004. *Remarkable shrimps: adaptations and natural history of the carideans*. Norman, OK: University of Oklahoma Press. 282pp.
- Bruce, AJ. 2002. *Leander manningi*, a new palaemonine shrimp from Western Australia (Crustacea, Decapoda, Palaemonidae), with a review of the Indo-West Pacific species of the genus *Leander* E. Desmarest, 1849. *Records of the Western Australian Museum*. 21: 71-81.
- Carvalho FL, De Grave S, Mantelatto FL. 2014. *Palaemonetes karukera* Carvacho, 1979, a junior synonym of *Leander paulensis* Ortmann, 1897 (Decapoda, Palaemonidae). *Crustaceana*. 87(13): 1586-1590.
- Clark PF, Calazans DK, Pohle GW. 1998. Accuracy and standardization of brachyuran larval descriptions. *Invertebrate Reproduction and Development*. 33(2/3): 127-144.
- Clark PF, Cuesta JA. 2015. Larval systematics of Brachyura. In: Castro, P., Davie, P.J.F., Guinot, D., Schram, F.R., von Vaupel-Klein, J.C. (Eds). *Treatise on Zoology – Anatomy, Taxonomy, Biology. The Crustacea 9C*. Leiden: Brill. 981-1048.
- Corey S, Reid DM. 1991. Comparative fecundity of decapod crustaceans: I. The fecundity of thirty-three species of nine families of caridean shrimp. *Crustaceana*. 60(3): 270- 294.
- De Grave S, Fransen CHJM. 2011. Carideorum catalogus: the recent species of the dendrobranchiate, stenopodidean, procarididean and caridean shrimps. *Zoologische Mededelingen*. 89(5): 195-589.
- Ferreira RS, Vieira RRR, D'incao F. 2010. The marine and estuarine shrimps of the Palaemoninae (Crustacea: Decapoda: Caridea) from Brazil. *Zootaxa* 2606: 1-24.
- Fransozo V, Castilho AL, Freire FAM, Furlan M, Almeida AC, Teixeira GM, Baeza JA. 2009. Spatial and temporal distribution of the shrimp *Nematopalaemon schmitti* (Decapoda, Caridea, Palaemonidae) at a subtropical enclosed bay in South America. *Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom*. 89: 1581-1587.
- Garm A. 2004. Revising the definition of the crustacean seta and setal classification systems based on examination of the mouthpart setae of seven species of decapods. *Zoological Journal of the Linnean Society*. 142: 233-252.
- Guerao G, Cuesta JA. 2014. Caridea. Chapter 48: 250-255. In: Martin JW, Olesen J, Hoeg JT (eds.). *Atlas of Crustacean Larvae*. Johns Hopkins University Press, Maryland, USA. 370pp.
- Gurney R. 1924. The larval development of some British prawns (Palaemonidae) *Leander longirostris* and *Leander squilla*. *Proceedings of the Zoological Society of London*. 961-82.

- Gurney R. 1938. The larvae of the decapod Crustacea Palaemonidae and Alpheidae. Scientific Reports of the Great Barrier Reef Expedition. 6(1): 1-60.
- Hines AH. 1982. Allometric constraints and variables of reproductive effort in brachyuran crabs. Marine Biology. 69: 309-320.
- Holthuis LB. 1952. A general revision of the Palaemonidae (Crustacea Decapoda Natantia) of the Americas. II. The subfamily Palaemoninae. Occasional Papers of the Allan Hancock Foundation. 12: 1-395.
- Jalihal DR, Sankolli KN, Shenoy S. 1993. Evolution of larval developmental patterns and the process of freshwaterization in the prawn genus *Macrobrachium* Bate, 1868 (Decapoda, Palaemonidae). Crustaceana. 65: 365-376.
- Knowlton RE. 1973. Larval development of the snapping shrimp *Alpheus heterochaelis* Say, reared in the laboratory. Journal of Natural History. 7: 273-306.
- Lai HT, Shy JY. 2009. The larval development of *Caridina pseudodenticulata* (Crustacea, Decapoda, Atyidae) reared in the laboratory with a discussion of larval metamorphosis types. The Raffles Bulletin of Zoology. 20: 97-107.
- Mortensen T. 1897. Vidensk. Undeneg. Fisk. omr. Udg. dansk Fiskerifor. 1: 1-79.
- Pillai S. 1966. Early development and larval stages of *Palaemon tenuipes* (Henderson). Journal of the Marine Biological Association. 8: 328-338.
- Rabanal Jr. SR, Molina LP, Layugan EA, Culasing RC, Amog Jr. LG. 2013. Biology, Conservation and Management of *Nematopalaemon tenuipes* (Aramang) Fishery. International Journal of Ecology and Conservation. 8(1).
- Ramos-Porto M. 1986. Revisão das espécies do gênero *Leander* E. Desmarest que ocorrem no litoral brasileiro. Trabalhos Oceanográficos da Universidade Federal do Pernambuco. 19: 7-26.
- Sollaud E. 1923 Le développement larvaire des “Palaemoninae” I. Partie descriptive. La condensation progressive de l’ontogenese. Bulletin Biologique de la France et de la Belgique. 57: 509-603.
- Tirmizi, NM, Kazmi, QB. 1995 Note on *Nematopalaemon tenuipes* (Henderson, 1893) (Crustacea:Palaemonidae) from the Pakistan coast of Arabian Sea. Pakistan Journal of Marine Sciences. 4(1): 75-77.
- Zimmermann U, Carvalho FL, Mantelatto FL. 2015. The reproductive performance of the Red-Algae shrimp *Leander paulensis* (Ortmann, 1897) (Decapoda, Palaemonidae) and the effect of post-spawning female weight gain on weight-dependent parameters. Brazilian Journal of Oceanography. 63(3): 207-216

Capítulo 2 – Artigo 3

Redescription of the first larval stage (Zoea I) of *Ogyrides alphaerostris* (Kingsley, 1880) (Decapoda, Caridea) obtained in the laboratory

João Alberto Farinelli Pantaleão¹, Fernando Luis Mantelatto² & Rogério Caetano Costa¹

¹Laboratory of Biology of Marine and Freshwater Shrimps (LABCAM), Department of Biological Sciences, School of Sciences, São Paulo State University (UNESP); Av. Eng. Luiz Edmundo Corrijo Coube, 14-01, 17033-360 Bauru, SP, Brasil, pantaleaojaf@gmail.com, rccosta@fc.unesp.br

²Laboratory of Bioecology and Crustacean Systematics (LBSC), Faculty of Philosophy, Sciences and Letters at Ribeirão Preto (FFCLRP), University of São Paulo (USP); Av. Bandeirantes, 3900, 14040-901, Ribeirão Preto, São Paulo, Brazil, flmantel@usp.br

Running title: Redescription of the zoea I of *Ogyrides alphaerostris*

Abstract

A complete and detailed redescription of the first zoeal stage of *Ogyrides alphaerostris* is provided. New larvae were obtained from a female with embryos from Ubatuba, São Paulo state, Brazil. The morphological characters are detailed and compared with the previous description. Despite of some similarities (number of appendages, pleonites, and setae on telson) substantial differences were found when compared with the original description, as the total length of larva, rostrum size and segmentation of some structures (antenna exopod, first maxilliped coxa and basis). Differences in the amount and types of setae are also presented. The refinement and standardization of the morphological description of this larval stage represents a great effort among the specialists and a useful tool for future ecological studies, preventing misidentification in plankton samples.

Keywords: Ogyrididae; larval development; larval morphology; Ubatuba

Introduction

The genus *Ogyrides* Stebbing, 1914, is the unique representative of the caridean family Ogyrididae. Considering the recently described *Ogyrides wickstenae* Ayón-Parente & Salgado-Barragán, 2013, this genus contains 11 species distributed along tropical and subtropical coasts around the world (De Grave & Fransen 2011; Ayón-Parente & Salgado-Barragán 2013).

Three species of *Ogyrides* have been recorded from Brazilian waters. *Ogyrides hayi* Williams, 1981 recently recorded in the state of Ceará (Pachelle et al. 2016), *O. alphaerostris* (Kingsley, 1880), an apparently amphi-American species (Williams 1981; Wicksten & Méndez 1988; Hendrickx 1993; Ayón-Parente & Salgado-Barragán 2013; Almeida et al. 2013), and *O. orientalis* (Stimpson, 1860) in São Sebastião Island, State of São Paulo (Pires-Vanin et al. 2014). These three aforementioned species, together with *O. tarazonai* Wicksten & Méndez, 1988 and the recently described *O. wickstenae*, both from the eastern tropical Pacific (Wicksten & Méndez 1988; Ayón-Parente & Salgado-Barragán 2013), account for five species with occurrence in American waters.

Despite the low diversity, larval descriptions of ogyridid shrimps are scanty. An incomplete description was carried out for *O. delli* Yaldwyn, 1971 by Packer (1985), with only data on dorsal view of cephalothorax and the maxilla of the fourth zoea. The unique detailed and complete description available is about *O. limicola* Williams, 1955 by Sandifer (1974). However, according to De Grave & Fransen (2011), *O. limicola*, *O. occidentalis* (Ortmann, 1893) and *O. yaquiniensis* Armstrong, 1949 are currently considered junior synonyms of *O. alphaerostris*. So the descriptions of Sandifer (1974) actually refer to *O. alphaerostris*, a species distributed in the Western Atlantic from Virginia to Brazil (states of Amapá, Pará, Paraíba to Alagoas, Rio de Janeiro to Rio Grande do Sul) (Almeida et al. 2013).

After obtained some fresh zoea I hatched under laboratory conditions from a parental female identified as *O. alphaerostris*, we detected that some key larval characters were misidentified in the original description made by Sandifer (1974). This fact motivated us to present a standardized description of the first zoeal stage. The refinement of the morphological description can prevent future misidentification in plankton samples, representing a useful tool for ecological and biodiversity studies. Furthermore, detailed larval descriptions are essential so that in the future we can make comparisons in order to elucidate the phylogenetic relationships of the family.

Material and Methods

One female with embryos of *O. alphaerostris* was collected at Ubatuba, São Paulo state, Brazil (23°26'13"S, 45°04'4"W), in August 2013. The collections were made at a depth of 5 m, using a shrimp-fishing boat equipped with an otter-trawl net (mesh size 20 mm and 18 mm in the cod end) for trawling. The female with embryos was transported alive to the Laboratory of Biology and Ecology of Marine and Freshwater Shrimps (LABCAM) and maintained in a 2-liter container with seawater from the sampling site and some biogenic debris (leaves, sticks and shells), for shelter, until the larvae hatched. Newly hatched larvae were conserved in a mixture (1:1) of 70% ethyl alcohol and glycerin.

The carapace length (CL, mm) of 10 larvae was measured as the maximum length from the posterior margin of the ocular orbit to the posterior margin of the carapace. Total length (TL) is given as the distance from the tip of the rostrum to the posterior margin of the telson, excluding setae. Appendages were dissected under a Zeiss Stemi 200C trinocular stereomicroscope, and drawings and measurements were made using a Leica DM750 microscope equipped with a *camera lucida*. Larval

description and setal counts followed Clark et al. (1998) and updated by Clark & Cuesta (2015); we followed the setal terminology proposed by Garm et al. (2004) and Landeira et al. (2009). Six larvae were dissected for detailed examination and description. The long terminal plumose natatory setae on exopods the maxillipeds were drawn truncated.

Voucher of the spent parental female and respective larvae were deposited at the Crustacean Collection of the Biology Department of FFCLRP, University of São Paulo, Brazil (CCDB/FFCLRP/USP).

Results

The parental female with embryos have a CL of 6.6 mm. Because of the low number of hatched larvae (16) and no success in the obtaining other stages, only the first larval stage (zoea I) of *O. alphaerostris* was completely redescribed in detail and illustrated.

Morphological differences between previous description made more than 40 years ago by Sandifer (1974) and new one are listed in Table I.

Ogyrides alphaerostris

Zoea I (Figs. 1a-i; 2a, b)

Dimensions: CL: 0.358 ± 0.001 mm; TL: 1.285 ± 0.01 mm (n = 10).

Carapace (Figs. 1a, b, c): carapace elongated with an acute spine in the pterygostomian region; rostrum slender, without setae, slightly overreaching the extremity of the eyes; eyes sessile.

Antennule (Figs. 1a, b, d): peduncle unsegmented; endopod as a long plumose seta; exopod with 4 (1 stronger and 3 slender) terminal aesthetascs and 1 terminal plumose seta.

Antenna (Figs. 1a, b, e): peduncle unsegmented, with a terminal inner spine near endopod; endopod unsegmented, with two rows of 5-6 spines in the mediodistal region and 1 plumose seta in the medial region; exopod (antennal scale) terminally 2-segmented, with 9 plumose setae plus 3 short simple setae on the outer side.

Mandibles (Not illustrated): incisor and molar process developed. Palp absent.

Maxillule (Fig. 2a): coxal endite with 7 plumodenticulate setae (5 long and 2 short).

Basial endite with 5 stout plumodenticulate setae. Endopod with 5 setae: 3 subterminal (2 plumoserrate and 1 minute simple) and 2 terminal plumoserrate setae. Exopodal seta absent.

Maxilla (Fig. 2b): coxal endite bilobed with 9 marginal setae (3 sparsely plumose, 5 plumose and 1 serrate) on proximal lobe and 4 setae (1 sparsely plumose, 1 serrate and 2 hardy plumose) on distal lobe. Basial endite bilobed, with 5 setae (4 sparsely plumose and 1 hardy plumose) on each lobe. Endopod 5-lobed, with 3 (2 sparsely plumose and 1 hardy plumose), 2 (1 sparsely plumose and 1 hardy plumose), 1 hardy plumose, 1 hardy plumose, and 2 (1 plumose and 1 hardy plumose) setae, respectively. Exopod (scaphognathite) margin with 5 plumose setae. Microtrichia on margins of endopod and exopod as illustrated.

First maxilliped (Fig. 1f): coxa with 4 setae (1 simple and 3 sparsely plumose) arranged 2 + 2. Basis with 11 sparsely plumose setae arranged 1 + 2 + 2 + 3 + 3. Endopod 4-segmented with 3 terminal sparsely plumose, 1 terminal sparsely plumose, 2 terminal sparsely plumose and 4 (3 terminal sparsely plumose + 1 subterminal simple) setae, respectively. Exopod unsegmented with 1 subterminal plumose and 4 terminal long plumose natatory setae.

Second maxilliped (Fig. 1g): coxa with 1 sparsely plumose seta. Basis with 6 setae (2 sparsely plumose and 4 simple) arranged 1 + 1 + 2 + 2. Endopod 4-segmented with

3 terminal sparsely plumose, 1 terminal sparsely plumose, 2 terminal sparsely plumose, and 5 (3 terminal sparsely plumose, 1 terminal plumodenticulate and 1 subterminal simple) setae respectively. Exopod unsegmented with 2 subterminal plumose and 4 terminal long plumose natatory setae.

Third maxilliped (Fig. 1h): coxa without setae. Basis with 3 setae (2 sparsely plumose and 1 plumose) arranged 1 + 1 + 1. Endopod 3-segmented with 3 (2 + 1 subterminal) sparsely plumose, 2 terminal long sparsely plumose, 3 terminal long sparsely plumose setae, respectively. Exopod unsegmented with 4 subterminal plumose and 4 terminal long plumose natatory setae.

Pereopods (Fig. 1i): first as a uniramous bud.

Pleon (Figs. 1a, b): with five pleonites without setae and rounded, pleonite 6 fused with the telson. Pleopods and uropods absent. Anal spine absent.

Telson (Figs. 1a, b, j): broad at posterior margin, with 7 + 7 plumose setae (the outer 2 setae plumose only in the inner margin), outermost pair subterminal, inner pair shorter; one row of minute spinules on distal margin between and around bases of the 6 + 6 inner setae.

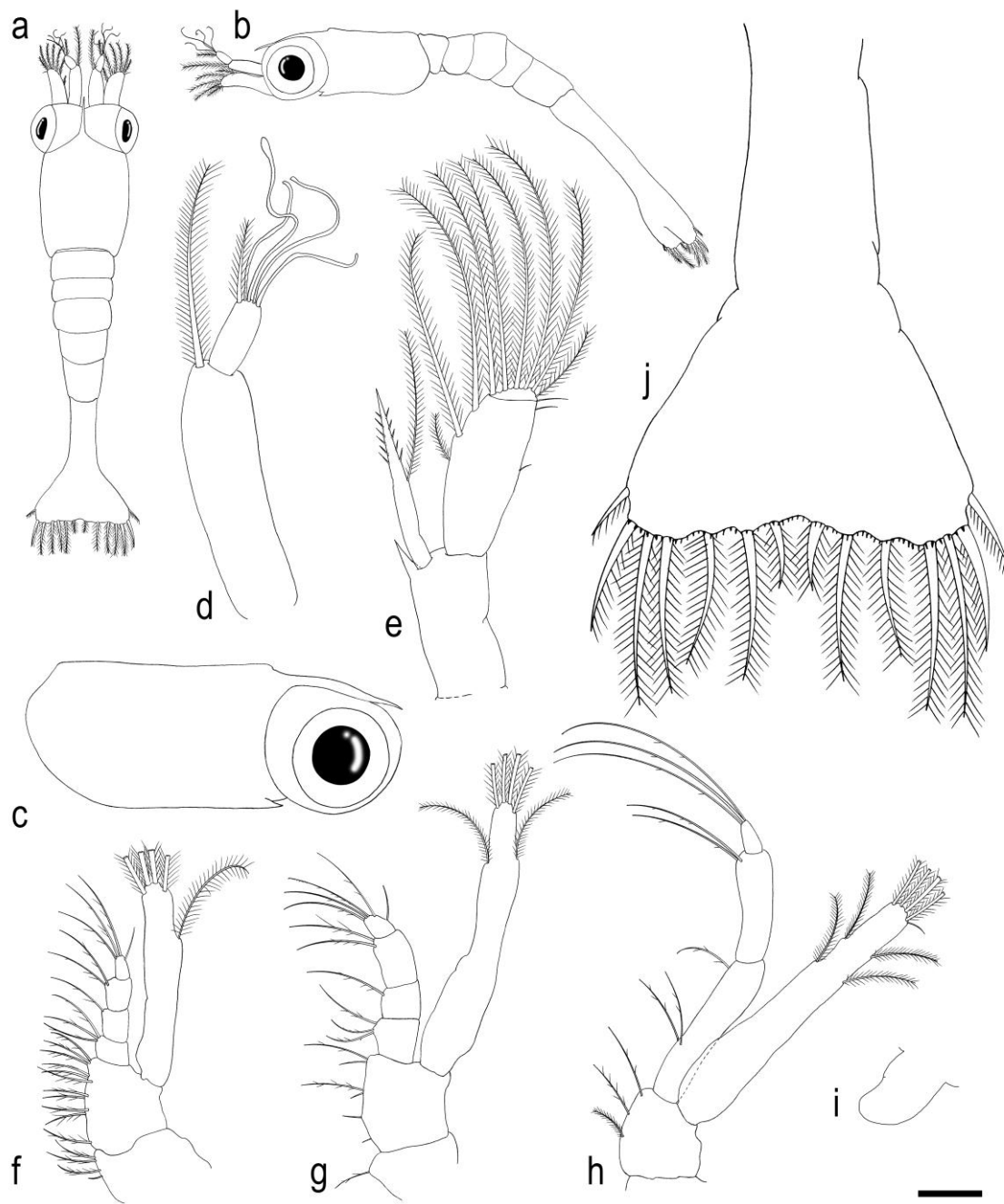


Figure 1. *Ogyrides alphaerostris*, Zoea I. a. Dorsal view; b. Lateral view; c. Magnification of the carapace, lateral view; d. Antennule; e. Antenna; f. First maxilliped; g. Second maxilliped; h. Third Maxilliped; i. First pereopod; j. Telson. (Scale bar: a, b = 0.2 mm; c = 0.1 mm; d - i = 0.05 mm)

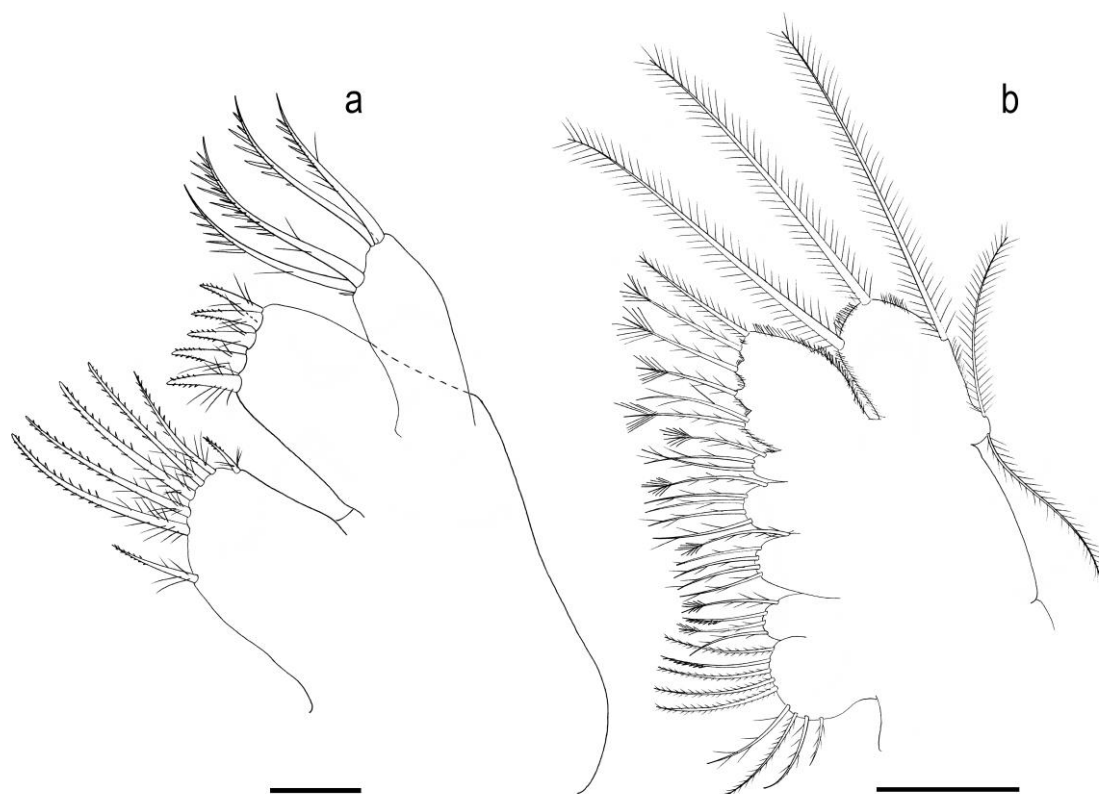


Figure 2. *Ogyrides alphaerostris*, Zoea I. a. Maxillule; b. Maxilla. (Scale bars = 0.02 mm)

Table 1. Comparison between previous and present redescription of zoea I of *Ogyrides alphaerostris*. Abbreviations: a, aesthetascs, s, setae; ps, plumose setae; ss, simple setae; (†) no data.

Appendages / Structures	Sandifer 1974	Present study
Rostrum	Not reaching the extremity of the eyes	Slightly overreaching the extremity of the eyes
Antenna exopod	3-segmented; 8 ps + 2 ss	2-segmented; 9 ps + 3 ss
Maxillule endopods	4 s (strong)	5 s (4 strong + 1 small ss)
Maxilla coxal endite proximal lobe	7-9 s	9 s
Maxilla basal endite	4-5 s on each lobe	5 s on each lobe
Maxilla exopod	4 ps	5 ps
1 st Maxilliped coxa and basis	Fused	Not fused
2 nd Maxilliped coxa	†	1 ss
2 nd Maxilliped basis	2-3 longer s + 3-4 ss	2 longer s + 4 ss
3 rd Maxilliped coxa	†	0 s
3 rd Maxilliped basis	2-3 s	3 s

Discussion

The present redescription of the first larval stage of *O. alphaerostris* showed obvious dissimilarities when compared with the previous characterization made about 40 years ago by Sandifer (1974). Unfortunately, the larval morphology scenario is still chaotic, and no additional comparison on larval features among the 11 recognized species of *Ogyrides* (De Grave & Fransen 2011; Ayón-Parente & Salgado-Barragán 2013) is possible due the lack of descriptions. Additionally, the zoea of *O. delli* described by Packer (1985) is incomplete, with no details and no standard characterization that allow comparison. This illustrates the importance of new and accurate redescrptions of some larvae of Decapoda.

Despite the similarities (number of appendages, pleonites, and setae on telson) between the larval redescription presented here and the original description, some morphological characters were remarkably different (see Table I). In the original description, the rostrum not reaches the extremity of the eyes, while in our study this structure slightly overreaches the sessile eyes, and the total length of larvae were notably smaller between our description and the original (1.285 ± 0.01 mm and 2.03, respectively). Unfortunately, the original description did not include any measurement of carapace length (CL). Other differences can be noted in the segmentation of some structures: the antenna exopod is 3-segmented and first maxilliped coxa and basis were described as being fused in the description performed by Sandifer (1974), while in our descriptions antenna exopods are 2-segmented, and there is a clear segmentation between coxa and basis of first maxilliped.

Differences were observed in the amount and types of setae of several structures (antenna exopod, maxillule endopods, maxilla coxal endite proximal lobe, maxilla basial endite, maxilla exopod, 2nd and 3rd maxillipeds basis) (Table 1). Additionally, we

described all setal types found in the first zoea of *O. alphaerostris*, including some structures that were not identified in the original description (coxa of 2nd and 3rd maxillipeds). Except for some plumose setae in the antennule, antenna, maxilla, maxillipeds and telson, the original description had used different terminology for the types of setae.

Setae of decapod crustaceans manifest a variety of structures and perform numerous functions: e.g. cleaning the body surface, providing water flows and chemo- and mechanoreception (Borisov 2016). Accurate descriptions of setal types allow the identification of the level of development of some structures that are important to understanding of ecological, taxonomical and systematical features of the distinct groups of Decapoda. After this redescription, it is possible to notice that the first larval stage of *O. alphaerostris* exhibit particular features such as a notorious development in mouthparts (maxillule and maxilla). Morphology of the mouthparts provides useful information on feeding habits and prey characteristics (Cox & Johnston, 2003). Furthermore, this information is really important in some circumstances, in which the combination of several morphological characters to allow the identification of the zoea I of some species is required (e.g. Geiselbrecht & Melzer 2009; Mantelatto et al. 2014; Pescinelli et al. submitted), including setal types.

Larval morphology has a great potential to provide useful information in ecological, taxonomic and phylogenetic contexts (Pohle & Marques 2000; Mantelatto et al. 2014; Vela & González-Gordillo 2016). An increase in the descriptions of species not yet described and redescrptions of some species, as presented here, are thus essential to generate accurate information and correct mistakes and or poor descriptions made by previously published studies. This will certainly provide useful morphological details and will bring important gains for future investigations.

Acknowledgements

Financial support for this project was provided by research grants from the multidisciplinary research project Thematic BIOTA-FAPESP, São Paulo Research Foundation (Proc. 2010/50188-8), which aims to produce a fine-scale assessment of the marine decapod biodiversity of the State of São Paulo; and from the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel – CAPES (Ciências do Mar II Proc. 2005/2014 – 23038.004308/2014-14). Thanks are also due to the Brazilian National Council for Scientific and Technological Development – CNPq to ongoing research scholarships to FLM (304968/2014-5) and to RCC (305919/2014-8). JAFP thanks the CAPES for the award of doctoral scholarship. The authors thanks Régis A. Pescinelli and Gabriel L. Bochini for help during larval hatching care.

References

- Almeida AO, Costa-Souza AC, Cunha AM, Santos OS, Oliveira MV, Soledade GO. 2013. Estuarine caridean shrimps (Crustacea: Decapoda) from Ilhéus, Bahia, Brazil: updated checklist and a key for their identification. *Check List*. 9(6): 1396–1405.
- Ayón-Parente M, Salgado-Barragán J. 2013. A new species of the caridean shrimp genus *Ogyrides* Stebbing, 1914 (Decapoda: Ogyrididae) from the eastern tropical Pacific. *Zootaxa*. 3683(5): 589–594.
- Borisov RR. 2016. Changes of the Setae on the mouthparts of the red king crab *Paralithodes camtschaticus* (Tilesius, 1815) (Decapoda: Lithodidae) during ontogeny. *Russian Journal of Marine Biology*. 42(1) 51–57.
- Clark PF, Calazans DK, Pohle GW. 1998. Accuracy and standardization of brachyuran larval descriptions. *Invertebrate Reproduction and Development*. 33(2/3): 127–144. <http://dx.doi.org/10.1080/07924259.1998.9652627>
- Clark PF, Cuesta JA. 2015. Larval systematics of Brachyura. In: Castro, P., Davie, P.J.F., Guinot, D., Schram, F.R., von Vaupel-Klein, J.C. (Eds). *Treatise on Zoology – Anatomy, Taxonomy, Biology. The Crustacea 9C*. Leiden: Brill, pp 981–1048.
- Cox SL, Johnston DJ. 2003. Developmental changes in the structure and function of mouthparts of phyllosoma larvae of the packhorse lobster, *Jasus verreauxi* (Decapoda: Palinuridae). *Journal of Experimental Marine Biology and Ecology*. 296: 35–47.

- De Grave S, Fransen CHJM. 2011. Carideorum catalogus: the recent species of the dendrobranchiate, stenopodidean, procarididean and caridean shrimps. *Zoologische Mededelingen*. 89(5): 195–589.
- Garm A. 2004. Revising the definition of the crustacean seta and setal classification systems based on examination of the mouthpart setae of seven species of decapods. *Zoological Journal of the Linnean Society*. 142: 233–252.
- Geiselbrecht H, Melzer RR. 2009. Morphology of the first zoeal stage of the partner shrimp *Periclimenes amethysteus* Risso, 1827 (Decapoda: Caridea: Palaemonidae: Pontoniinae) studied with the Scanning EM. *Zootaxa*. 2140: 45–55.
- Hendrickx ME. 1993. Crustáceos decápodos bentónicos del sur de Sinaloa, México. *Anales del Instituto de Biología, Universidad Nacional Autónoma de México. Serie Zoológica*. 64(1): 1-16.
- Landeira JM, Lozano-Soldevilla F, González-Gordillo JI. 2009. Morphology of first seven larval stages of the striped soldier shrimp, *Plesionika edwardsii* (Brandt, 1851) (Crustacea: Decapoda: Pandalidae) from laboratory reared material. *Zootaxa*. 1986: 51–66.
- Mantelatto FL, Reigada ALD, Gatti ACR, Cuesta JA. 2014. Morphology of the first zoeal stages of five species of the portunid genus *Callinectes* (Decapoda, Brachyura) hatched at the laboratory. *Anais da Academia Brasileira de Ciências*. 86(2): 755–767.
- Pachelle PP, Anker A, Mendes CB, Bezerra LE. 2016. Decapod crustaceans from the state of Ceará, northeastern Brazil: an updated checklist of marine and estuarine species, with 23 new records. *Zootaxa*. 4131(1):1-63. doi: 10.11646/zootaxa.4131.1.1.
- Pires-Vanin AMS, Muniz P, Bromberg S. 2014. Inventory of the marine soft bottom macrofauna of São Sebastião Channel, southeastern Brazilian continental shelf. *Check List* 10(4): 795–807.
- Packer HA. 1985. A guide to the larvae of New Zealand shallow water Caridea (Crustacea, Decapoda, Natantia). *Zoology Publications from Victoria University of Wellington*. 78: 1-16.
- Pescinelli RA, Pantaleão JAF, Mantelatto FL, Costa RC. *Submitted*. Early zoeal stages of *Alpheus brasileiro* Anker, 2012 reared in the laboratory and a revision of the larval morphology (zoea I) of the genus *Alpheus* Fabricius, 1798 (Caridea: Alpheidae).
- Pohle GW, Marques F. 2000. Larval stages of *Paradasygyius depressus* (Bell, 1835) (Crustacea: Decapoda: Brachyura: Majidae) and a phylogenetic analysis for 21 genera of Majidae. *Proceedings of the Biological Society of Washington*. 113(3): 739–760.

- Sandifer P. 1974. Larval stages of the shrimp, *Ogyrides limicola* Williams, 1955 (Decapoda, Caridea) obtained in the laboratory. *Crustaceana*. 26(1): 37-60. Doi: 10.1163/156854074X00055.
- Vela MJ, González-Gordillo JJ. 2016. Larval descriptions of the family Porcellanidae: A worldwide annotated compilation of the literature (Crustacea, Decapoda). *ZooKeys*. 564: 47–70. [http://dx.doi: 10.3897/zookeys.564.7018](http://dx.doi.org/10.3897/zookeys.564.7018)
- Wicksten MK, Méndez M. 1988. New records for *Ogyrides alphaerostris* and a new species, *Ogyrides tarazonai* (Crustacea: Ogyridae), from the eastern Pacific Ocean. *Proceedings of the Biological Society of Washington* 101(3): 622-625.
- Williams AB. 1981. Western Atlantic shrimps of the caridean shrimp genus *Ogyrides*. *Journal of Crustacean Biology*. 1(1): 143-147.

Capítulo 2 – Artigo 4

Morphology of early zoeal stages of *Alpheus intrinsecus* Spence Bate, 1888 (Caridea, Alpheidae) obtained in the laboratory

Running title: Early zoeas of *Alpheus intrinsecus*

Abstract

The early zoeal stages (zoea I and II) of the snapping shrimp *Alpheus intrinsecus* from Brazil were obtained from laboratory culture. A detailed description of these larval stages is provided. The morphological characteristics of the first larval stage are compared between larvae from two localities in Brazil and with those of other already described representatives of the genus. *Alpheus intrinsecus* first zoea can be distinguished from the other congeners by four characteristics: 2 spines and 2 simple setae on the basal endite of maxillule; 2 and 4 simple setae on the basal endite of maxilla; 3 setae on the endopod of first maxilliped; and a 4-segmented endopod of third maxilliped with 0, 0, 0, 4 simple setae. No intraspecific variability was detected in the morphology of larvae obtained from the two locations.

Keywords: Decapoda; larval development; larval morphology; snapping shrimp

Introduction

With more than 300 described species, of which 24 were registered in Brazilian waters, the snapping shrimp genus *Alpheus* Fabricius, 1798 is the most representative of the family Alpheidae Rafinesque 1815, and the second most speciose genus of infraorder Caridea Dana 1852 (De Grave & Fransen 2011; Soledade & Almeida 2013; Almeida et al. 2014). Their representatives occupy a wide variety of environments, from coral reefs to the estuarine intertidal region (Bauer 2004; Anker et al. 2006). Despite the high representativeness of the genus and its larvae in meroplanktonic communities (Knowlton 1973), larval descriptions of this group are very scarce.

In a review of the larval development of the genus, Pescinelli et al. (submitted) observed that only 4.2% of the species have at least the first larval stage described. Information on larval development of *Alpheus* is currently limited to thirteen species:

Alpheus rapacida De Man 1908, *A. strennus* Dana 1852, *A. heterochaelis* Say 1818, *A. richardsoni* Yaldwyn 1971, *A. brevicristatus* De Haan 1844, *A. heeia* Banner & Banner 1975, *A. digitalis* De Haan 1844, *A. japonicus* Miers 1879, *A. albatrossae* (Banner 1953), *A. lobidens* De Haan 1849, *A. sudara* Banner & Banner 1966, *A. estuariensis* Christoffersen 1984 and *A. brasileiro* Anker 2012.

The snapping shrimp *Alpheus intrinsecus* Spence Bate 1888 is distributed in the western Atlantic from Puerto Rico to Brazil (from Piauí to Santa Catarina) and in the eastern Atlantic from Sahara to Gabon (Christoffersen 1979). Despite of this wide distribution, information on the biology is practically inexistent. The unique disponible information about the species is that it inhabits sandy environments, with shells and calcareous algae, from the inter-tides to 40 m depth (Christoffersen 1979). *Alpheus intrinsecus* is not a species of commercial interest, but it is a recurrent species in the trawling fishery, being one of the carcino-bycatch species of the fishing of *Xiphopenaeus kroyeri* (Heller, 1826), the most commercially important species in southeastern Brazil (Costa et al. 2016; Santos et al. 2016; Pantaleão et al. 2016).

Descriptions of larval morphology are important in taxonomic and phylogenetic contexts, and allow the elaboration of identification keys (González-Gordillo & Rodriguez 2000; Vela & González-Gordillo 2016), enabling studies about larval ecology of the species (Iorio et al. 1990). The aim of this study was to describe and illustrate the early larval stages of *Alpheus intrinsecus*. Remarks from a comparative analysis of the morphology of the first larval stage of *Alpheus* species are also provided.

Material and Methods

Descriptions and illustrations of the present study were based on larvae from two females with embryos of *A. intrinsecus*. One female was collected in July 2011, at

Macaé, Rio de Janeiro state (22°37'0S, 41°78'W); the other female was collected at Ubatuba, São Paulo state, Brazil (23°26'13"S, 45°04'4"W), in July 2013. The collections were made at depths of 5 – 10 m, using similar shrimp-fishing boats equipped with otter-trawl nets (mesh size 20 mm and 18 mm in the cod end).

Females with embryos were transported alive to the Laboratory of Biology of Marine and Freshwater Shrimps (LABCAM) and maintained in 2-liter containers with seawater from the sampling site until the larvae hatched. After hatching, females were conserved (ethyl alcohol 98%) and had their carapace length (CL in mm, excluding rostrum) measured. The larvae were mass-reared at constant 25°C and a salinity of 33, under continuously moderated aeration in small beakers (500 ml, about 100 larvae per beaker). Each day, food (*Artemia* sp.) were offered *ad libitum*, the water partially renewed, and the larvae checked for moulting and mortality. When moults were detected, the obtained larval stages were conserved in a mixture (1:1) of 70% ethyl alcohol and glycerin. Newly hatched larvae and each obtained stage were conserved in a mixture (1:1) of 70% ethyl alcohol and glycerin.

Zoeae appendages were dissected for detailed examination under a Zeiss Stemi 200C trinocular stereomicroscope, and mounted on semipermanent slides. Drawings and measurements were made using a Leica DM750 microscope equipped with a *camera lucida*. All drawings and measurements were based on at least 10 larvae of each parental female for each stage of development. The following measurements were taken in the larvae: carapace length (CL) as the maximum length from the posterior margin of the ocular orbit to the posterior margin of the carapace; total length (TL) as the distance from the tip of the rostrum to the posterior margin of the telson, excluding setae. Larval description is arranged according the standards proposed by Clark et al. (1998) and

Clark & Cuesta (2015), and setal classification followed Garm (2004). Long terminal plumose natatory setae on exopods of the maxillipeds were drawn truncated.

Voucher of the parental females and respective larvae were deposited at the Crustacean Collection of the Biology Department of FFCLRP, University of São Paulo, Brazil (CCDB/FFCLRP/USP).

Results

The parental females of *A. intrinsecus* have a CL of 13.20 mm (from Macaé) and 9.80 mm (from Ubatuba). The zoeae I and II were obtained for the parental female of Ubatuba, while only the zoea I was obtained for the female from Macaé. The CL of newly hatched larvae (0.34 ± 0.01 mm and 0.335 ± 0.01 mm, from Macaé and Ubatuba, respectively) did not differ among the hatches (t-test, $p = 0.361$). We did not found differences in the external morphology between zoeae I from the two locations.

Morphological description of early larval stages

Zoea I (Figs. 1a - m)

Duration: 48 hours.

Dimensions: CL: 0.34 ± 0.01 mm; TL: 1.85 ± 0.04 mm ($n = 10$ larvae of each parental female = 20 larvae).

Carapace (Figs. 1a - c): carapace with an acute spine in the pterygostomian region; rostrum without setae and short, not reaching the extremity of the eyes; eyes sessile.

Antennule (Figs. 1a, b, d): peduncle unsegmented; endopod as a long plumose seta; exopod with 4 terminal aesthetascs and 1 terminal plumose seta.

Antenna (Figs. 1a, b, e): peduncle unsegmented, with a terminal spine near endopod; endopod with 1 long plumose seta and 1 terminal inner spine; exopod (antennal

scale) 5-segmented, with 11 plumose setae, 9 on the inner side (3, 1, 1, 1, 3), 2 shorter on the outer side (1, 1, 0, 0, 0) plus 1 small simple seta on the outer side of fifth segment.

Mandibles (not illustrated): incisor and molar process developed; palp absent.

Maxillule (Fig. 1f): coxal endite with 3 (1 small simple and 2 sparsely plumose) setae; basal endite with 2 stout spines and 2 small simple setae; endopod with 2 (1 denticulate and 1 small simple) terminal setae.

Maxilla (Fig. 1g): coxal endite with 2 simple setae; basal endite bilobed, with 2 and 4 simple setae on proximal and distal lobe, respectively; endopod with 3 (1 proximal and 1 distal simple, and 1 distal sparsely plumose) setae; exopod (scaphognathite) margin with 5 plumose setae; microtrichia on inner and outer margins of endopod as illustrated.

First maxilliped (Fig. 1h): coxa without seta; basis with 5 (4 strong and 1 slender) simple setae (1 + 1 + 2 + 1); endopod unsegmented, with 3 (2 simple and 1 sparsely plumose) terminal setae; exopod unsegmented, bearing 4 long plumose natatory setae terminally.

Second maxilliped (Fig. 1i): coxa without seta; basis with 4 (3 strong and 1 slender) simple setae (1 + 2 + 1); endopod 4-segmented with 1 marginal simple, 0, 1 terminal serrate, 4 (1 marginal plus 2 subterminal simple and 1 terminal serrate) setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 2 (1 small simple and 1 plumose) subterminal, and 4 long terminal plumose natatory setae.

Third maxilliped (Fig. 1j): coxa without setae; basis with 1 strong simple seta; endopod 4-segmented with 0, 0, 0, 4 (3 subterminal and 1 terminal) simple setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 2 subterminal plumose and 4 long terminal plumose natatory setae.

Pereopods (Figs. 1k, l): first as a biramous bud and fifth as a uniramous bud.

Pleon (Figs. 1a, b): with five pleonites without setae and rounded, pleonite 6 fused with the telson; pleopods and uropods absent.

Telson (Figs. 1a, m): broad at posterior margin, with 7 + 7 plumose setae (the outer 2 + 2 setae plumose only in the inner margin), outermost pair subterminal, inner pair shorter; one row of minute spinules on distal margin between and around bases of the 4 + 4 inner setae.

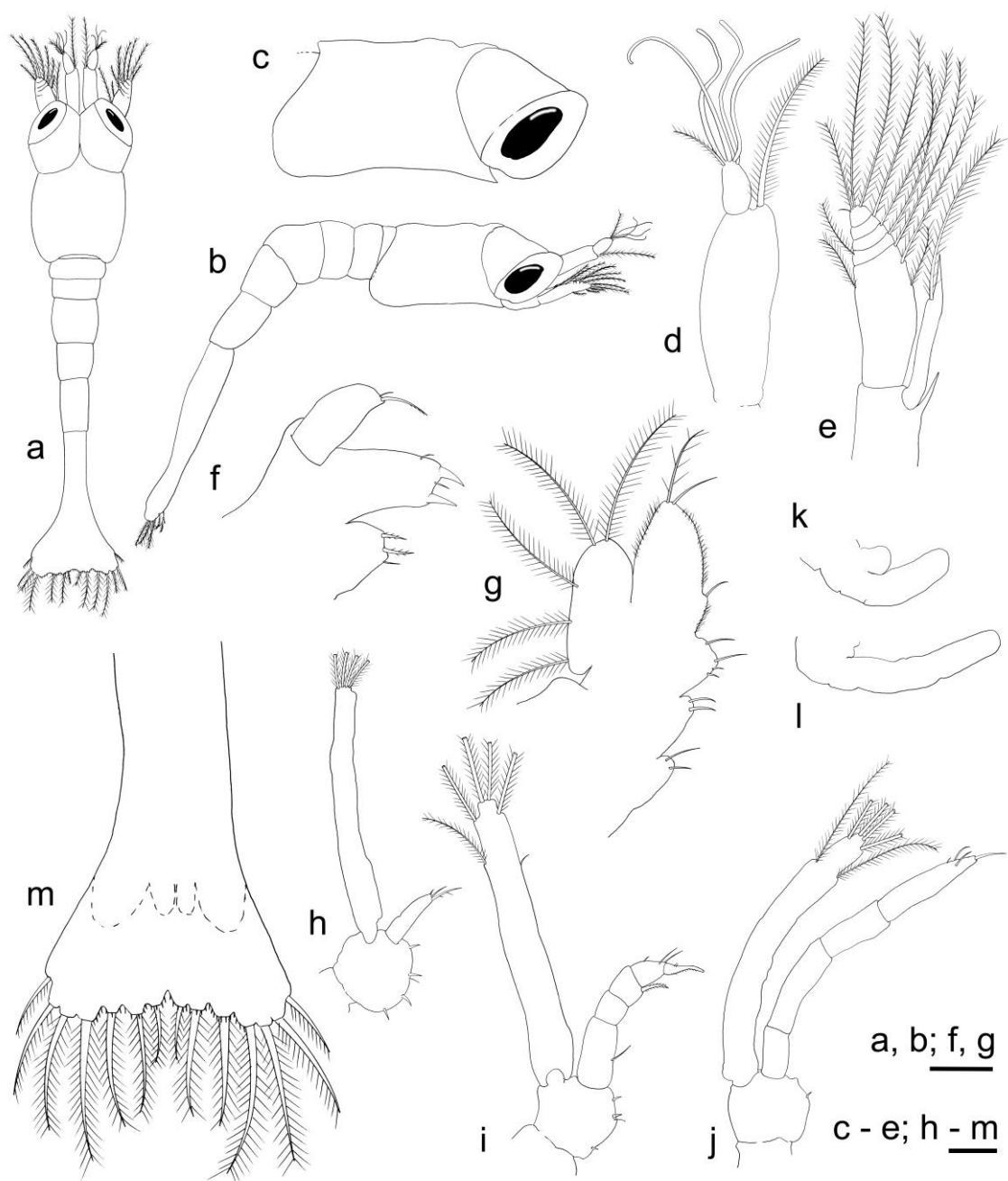


Figure 1. *Alpheus intrinsecus*, Zoea I. a. Dorsal view; b. Lateral view; c. Magnification of the carapace, lateral view; d. Antennule; e. Antenna; f. Maxillule; g. Maxilla; h. First maxilliped; i. Second maxilliped; j. Third Maxilliped; k. First pereopod; l. Fifth pereopod; m. Telson. (Scale bars: a, b = 0.2 mm; c = 0.1 mm; f, g = 0.02 mm; d, e, h – m = 0.05 mm)

Zoea II (Figs. 2a – m)

Duration: more than 48h.

Dimensions: CL: 0.42 ± 0.03 mm; TL: 2.04 ± 0.06 mm (n = 10 larvae).

Carapace (Figs. 2a - c): rostrum straight and unarmed, not reaching the extremity of the eyes, pterygostomian spine present; eyes compound and stalked.

Antennule (Figs. 2a, b, d): peduncle 2-segmented; proximal segment without setae and distal segment with 2 terminal plumose setae; endopod as a long plumose seta; exopod with 5 terminal aesthetascs.

Antenna (Figs. 2a, b, e): peduncle unsegmented with a spine near the endopod; endopod with 1 long plumose seta and 1 terminal inner spine; exopod (antennal scale) 4-segmented, with 11 plumose setae, 9 on the inner side (3, 1, 1, 4), 2 shorter on the outer side (2, 0, 0, 0) plus 1 small simple seta on the outer side of fourth segment.

Maxillule (Fig. 2f): coxal endite with 6 (4 simple and 2 sparsely plumose) setae; basal endite with 4 (2 stout cuspidate and 2 simple) setae; endopod with 1 terminal denticulate seta.

Maxilla (Fig. 2g): coxal endite not bilobed, with 2 (1 simple and 1 sparsely plumose) setae; basal endite bilobed, with 3 and 5 simple setae on proximal and distal lobe, respectively; endopod with 3 (1 proximal and 1 distal simple, and 1 distal plumose) setae; exopod (scaphognathite) margin with 5 plumose setae; microtrichia on inner and outer margins of endopod as illustrated.

First maxilliped (Fig. 2h): coxa without seta; basis with 4 strong simple setae (1 + 1 + 1 + 1); endopod unsegmented, with 2 (1 simple and 1 serrate) terminal setae; exopod unsegmented, bearing 4 long plumose natatory setae terminally.

Second maxilliped (Fig. 2i): coxa without setae; basis with 4 (3 strong and 1 slender) simple setae (1 + 2 + 1); endopod 5-segmented with 1 marginal plumodenticulate,

0, 0, 1 terminal serrate, 5 (1 marginal plus 3 subterminal simple and 1 terminal serrate) setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 2 (1 small simple and 1 plumose) subterminal, and 4 long terminal plumose natatory setae.

Third maxilliped (Fig. 2j): coxa without setae; basis with 1 strong simple seta; endopod 5-segmented with 0, 0, 0, 2 subterminal, 3 (2 subterminal and 1 strong terminal) simple setae, respectively; exopod unsegmented, bearing 2 subterminal plumose and 4 long terminal plumose natatory setae.

Pereopods (Figs. 2k, l): first as a biramous bud and fifth as a uniramous bud.

Pleon (Figs. 2a, b): with five pleonites without setae and rounded, pleonite 6 fused with the telson; pleopods and uropods absent.

Telson (Figs. 2a, m): broad at posterior margin, with 8 + 8 plumose setae (the outer pair plumose only in the inner margin), outermost pair subterminal, inner pair shorter; one row of minute spinules on distal margin between and around bases of the 4 + 4 inner setae.

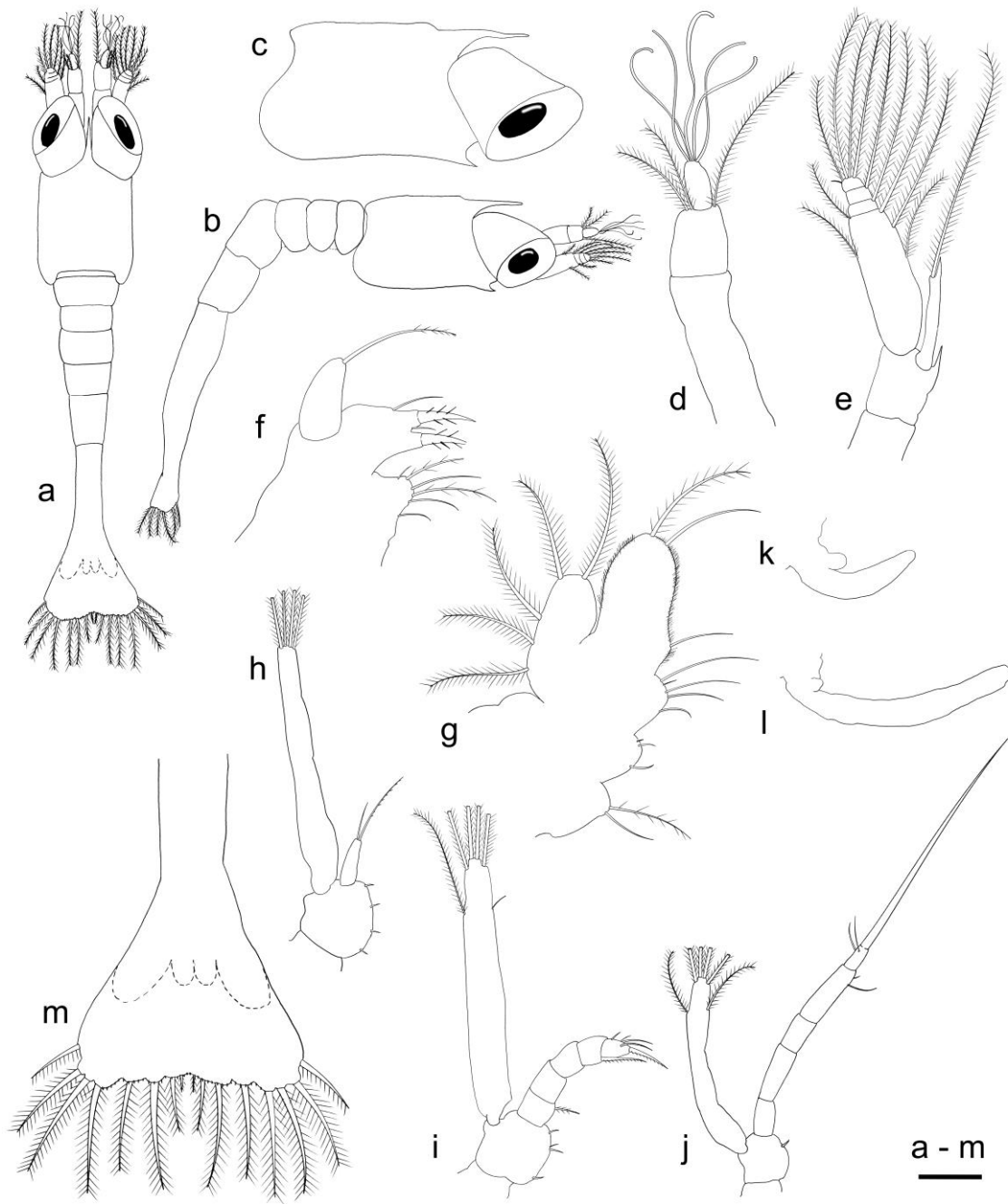


Figure 2. *Alpheus intrinsecus*, Zoea II. a. Dorsal view; b. Lateral view; c. Magnification of the carapace, lateral view; d. Antennule; e. Antenna; f. Maxillule; g. Maxilla; h. First maxilliped; i. Second maxilliped; j. Third Maxilliped; k. First pereopod; l. Fifth pereopod; m. Telson. (Scale bar: a, b = 0.2 mm; c = 0.1 mm; d, e, h – m = 0.05 mm; f, g = 0.02 mm)

Discussion

When we compare the description performed here with the review performed by Pescinelli et al (submitted), it is possible to confirm that the zoeae I of *Alpheus* species are very similar, with some exceptions of the unique species with abbreviated development described to the moment, *A. heterochaelis*. To compare the morphology of *A. intrinsecus* with the other representatives of the genus that already have the zoea I described, we used a table modified from Pescinelli et al. (submitted), but the original matrix was reduced, eliminating the characters that are common to all species (Table 1).

According to the morphological characteristics of *A. intrinsecus*, we can infer that its larval development fits into the “extended development” category in the classification proposed by Knowlton (1973), with larvae hatching as typical zoeae and many molts required to complete the larval development. This pattern of larval development is common of most alpheid species (Knowlton 1973).

The unique species with abbreviated larval development described to the date, *A. heterochaelis* (Knowlton 1973), hatch with some structures at the same level of development that species with extended larval development (e.g. sessile eyes, telson formula of 7 + 7, rudimentary pereopods, and segmentation of antennal scale and endopods of maxillipeds). Nevertheless, subsequent morphogenesis is faster in *A. heterochaelis*. Among the structures that showed marked differences between this species and the other species that have extended development are: presence of rudimentary pleopods and exopod of maxilla (scaphognathite) margin with 8 – 10 plumose setae, while all species of extended development processes 4 - 5. Thus, these structures are candidates to be used as indicative of the type of larval development of *Alpheus* species, based on the morphology of newly hatched larvae.

Table 1. Continued.

Source		Yang et al. 2003	Prazad & Tampi 1957	Yang & Kim 1996	Prazad & Tampi 1957	Yang et al. 2003	Pescinelli et al. (submitted)	Present study
Species		<i>Alpheus lobidens</i>	<i>Alpheus rapacida</i>	<i>Alpheus richardsoni</i>	<i>Alpheus strenuus</i>	<i>Alpheus sudara</i>	<i>Alpheus brasileiro</i>	<i>Alpheus intrinsecus</i>
Locality		South Korea	India	South Korea	India	South Korea	Brazil	Brazil
Size	CL	0.66-0.70	NA	0.52-0.66	NA	0.44-0.50	0.66 ± 0.03	0.34 ± 0.01
	TL	2.38-2.52	2.3	2.30-2.80	2.3	1.86-2.24	2.23 ± 0.12	1.85 ± 0.04
Antennule	Outer flagela	1ps + 1ss + 3ae	2ae	1ps + 1ss + 3ae	2ae	1ps + 1ss + 3ae	1ps + 4ae	1ps + 4ae
Antena	Scale	6-seg., 11ps + 1sp	6-7seg., 1sp + 8 + 3 setae	4-seg., 11ps + 1ss	9 + 2 setae	6-seg., 11ps + 1sp	5-seg, 11ps + 2ss	5-seg, 11ps + 1ss
	Flagellum	1ps + 1sp	1sp + 1 seta	1ps + 1sp	1 seta	1ps + 1sp	1ps + 1sp	1ps + 1sp
Maxillule	Endopod	1ds	1 seta	1ds	2 setae	1ds	1ds	1ds + 1ss
	Basial endite	2sp + 2ps	3 setae	2sp + 1ss	1 seta	2sp + 1 seta	2sp + 1ss	2sp + 2ss
	Coxal endite	4 setae	2 setae	4ss	2 setae	4 setae	3ss + 2sps	1ss + 2sps
Maxilla	Endopod	1ss + 2 setae	2 setae	2ss	2 setae	1 + 2 setae	2ss + 1ps	2ss + 1 sps
	Exopod	5ps	4 setae	5ps	5 setae	5ps	5ps	5ps
	Basial endite	bilobed, 3, 5ps	3 setae	bilobed, 3, 4 ss	bilobed, 1, 2 setae	bilobed, 3, 4 setae	bilobed, 3, 3ss	bilobed, 2, 4ss
	Coxal endite	2 setae	3 setae	2ss	1 setae	2 setae	1ss + 1sps	2ss
1° Maxilliped	Endopod	1ss + 3 setae	2 setae	4ss	2 setae	1 + 3 setae	3ss + 1sps	2ss + 1sps
	Exopod	4ps	4 setae	4ps	4 setae	4ps	4ps	4ps
	Basis	1 setae + 4sp + 3 setae	4 setae	4sp + 2ss	NA	1 seta + 4sp + 1 setae	4ss + 1ss	5ss
2° Maxilliped	Endopod	4-seg., 1, 0, 1, 3 setae	unsegmented, 1sp, 3 setae	4-seg., 1, 0, 1, 2 setae	unsegmented, 3 setae	4-seg., 1, 0, 1, 4 setae	4-seg., 1ss, 0, 1sps, 4ss	4-seg., 1ss, 0, 1se, 4 (3ss + 1se)
	Exopod	4ps + 1setae	unsegmented, 5 setae	5ps + 1 seta	unsegmented, 5 setae	4ps + 1 setae	5ps + 1ss	5ps + 1ss
	Basis	2sp + 2 setae	4 setae	3sp	NA	2 + 2 setae	3ss	4ss
3° Maxilliped	Endopod	4-seg., 0, 0, 2, 2 setae	unsegmented, 1 + 1 setae	4-seg., 0, 0, 2, 3 setae	unsegmented, 2 setae	3-seg., 0, 2, 3 setae	4-seg., 0, 0, 2, 3ss	4-seg., 0, 0, 0, 4ss
	Exopod	4ps + 2 setae	unsegmented, 6 setae	6ps	unsegmented, 6 setae	4ps + 2 setae	6ps + 1ss	6ps
	Basis	1ss	unarmed	1ss	NA	1ss	1ss	1ss
Pereiopods	N°	5 (1-3 biramous, 4-5 uniramous buds)	2 biramous buds	5 (1-3 biramous, 4-5 uniramous buds)	NA	2 (1 biramous, 5 uniramous buds)	3 (1 biramous, 2,5 uniramous buds)	2 (1biramous and 5 uniramous)
Telson	N° of setae	7 + 7ps	8 + 8 setae	7 + 7ps	7 + 7ps	7 + 7ps	7 + 7ps	7 + 7ps

According to Pescinelli et al. (submitted) all newly-hatched larvae in the genus share the following characteristics: rostrum absent, pterygostomian spine present; eyes compound and sessile; all abdominal somites without spines; antennule with peduncle unsegmented; endopod as a long plumose seta; antenna with peduncle unsegmented with a terminal spine near the endopod; endopod with 1 long plumose seta and 1 small inner spine; abdomen without division between 6^o segment and telson; telson triangular, with shallow postero-median concavity, margin with 7+7 plumose setae. In addition, we could note that all described species (including *A. heterochaelis*) have the endopod of the first maxilliped unsegmented. *Alpheus intrinsecus* did show all these aforementioned features.

The majority of the features mentioned by Pescinelli et al. (submitted) are common not only for *Alpheus*, but even for the entirely group of carideans. According to the revision performed by Guerao & Cuesta (2014) there are exceptions, but the majority of newly hatched carideans with extended larval development share the following characteristics: sessile eyes; antenna with segmented exopod (scaphocerite) and unsegmented endopod; the three maxillipeds natatory; pereopods absent or present as buds; pleopods and uropods absent; sixth abdominal somite (pleonite) fused with telson, and telson with 14 setae (7 + 7).

Some *Alpheus* species were not described in detail, what difficult some comparisons in the group, as pointed by Pescinelli et al. (submitted). That is the case of *A. rapacida* and *A. strennus* (Prazad & Tampi 1957). In the description of *A. rapacida* there were pointed some characteristics (broad rostrum, stalked eyes, telson with 8+8 marginal setae, and the endopod dactyl of the maxilliped with long spine) that are common in the second stage of *Alpheus* larvae. These differences could be attributed to possible misidentification or of inaccurate descriptions (Yang & Kim 2002; Pescinelli et

al. submitted). It is also possible to consider that this species have some morphological exceptions in zoea I, as observed in another alpheid shrimp, *Athanas nitescens* (Leach 1813), described by Bartilotti et al. (2005). The larvae of this species hatch with some advanced features as the presence of stalked eyes and the antennular peduncle segmented, but still with a telson formula $7 + 7$. In some *Alpheus* species, the first moult (zoea I to II) occurs very fast (e.g. *A. heterochaelis* in 6 hours, *A. brasileiro* in 24 hours), thus it is possible that Prazadi & Tampi had lost the first stage of *A. rapacida*. This could explain the telson formula of $8 + 8$, what is a characteristic of second larval stage, more than a characteristic of a species with abbreviated development, according to the revision presented here and the generalization of Guerao & Cuesta (2014). In such cases, a redescription of the species seems to be necessary to elucidate these doubts, as was carried with *Athanas nitescens* by Bartilotti et al. (2005).

Even with the great similarity among the zoeae I of *Alpheus* species with abbreviated development, it is possible to distinguish *A. intrinsecus* by means of four morphological characteristics (Table 1): 2 spines and 2 simple setae on the basal endite of maxillule, *A. japonicus* and *A. lobidens* also have this number of setae, but they are plumose setae; 2 and 4 simple setae on the basal endite of maxilla, *A. japonicus* also have this number of setae, but they are plumose setae; 3 setae (independent of types) on the endopod of first maxilliped; and a 4-segmented endopod of third maxilliped with 0, 0, 0, 4 simple setae. These features will be useful in future ecological studies to distinguish *A. intrinsecus* in plankton samples.

In the present study we found no intraspecific variation in the morphology of the first zoea from two locations in southeastern Brazil (Macaé, RJ and Ubatuba, SP). Even that the morphology of caridean zoeal stages shows in general great intraspecific variability, this degree of morphological variability increases in the later larval stages

(Anger 2001). It is possible that the studied species is an exception of this general pattern, however, we compared only the first zoeal stage, and it is possible that some variation can be identified in latter stages of development.

According to De Grave & Fransen (2011) the monophyletic status of some caridean mega-genera is doubtful, and the number of species may substantially alter when phylogenetic studies progress. This can be considered the case of *Alpheus*. As a result of the new techniques used on the systematics of this group there was many taxonomical rearrangements in the last decade (Pescinelli, et al. submitted). However, even if we consider only the Brazilian species of the genus, of the 24 species already registered, only three (12.5%) had at least the first larval stage described, these species are: *Alpheus estuariensis* by Pires et al. (2008), *A. brasileiro* by Pescinelli et al. (submitted) and *A. intrinsecus* by the present study.

We can conclude that the morphology of a still insufficient number of species were described so that we can draw robust conclusions about the phylogenetic relationships in this group. We leave here an appeal for new descriptions in order to establish the general pattern of *Alpheus* larval morphology and development.

Acknowledgements

Support for this study was provided by grants from the Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo – FAPESP to RCC (AR: #2009/54672-4, Biota Temático #2010/50188-8). Thanks are also due to the Brazilian National Council for Scientific and Technological Development – CNPq to ongoing research scholarship to RCC (305919/2014-8). JAFP thanks the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel – CAPES for the award of doctoral scholarship.

References

- Almeida AO, Costa-Souza AC, Cunha AM, Santos OS, Oliveira MV, Soledade GO. 2013. Estuarine caridean shrimps (Crustacea: Decapoda) from Ilhéus, Bahia, Brazil: updated checklist and a key for their identification. *Check List*. 9(6): 1396-1405.
- Almeida A, Terossi M, Mantelatto FL. 2014. Morphology and DNA analyses reveal a new cryptic snapping shrimp of the *Alpheus heterochaelis* Say, 1818 (Decapoda: Alpheidae) species complex from the western Atlantic. *Zoosystema*. 36(1): 53-71.
- Anger K. 2001. The biology of decapod crustacean larvae. *Crustacean issues*. 14: 420pp.
- Anker A, Ahyong ST, Noël PY, Palmer AR. 2006. Morphological phylogeny of Alpheid shrimps: parallel preadaptation and the origin of a key morphological innovation, the snapping claw. *Evolution*. 60(12): 2507-2528.
- Bartilotti C, Calado R, Dos Santos A. 2005. Correct diagnosis of early zoeal stages of *Athanas nitescens* (Leach, 1814) (Decapoda, Caridea, Alpheidae) using laboratory-raised larvae. *Journal of Plankton Research*. 27(11): 1189-1194.
- Bauer RT. 2004. Remarkable shrimps: Adaptations and Natural History of the Carideans. University of Oklahoma press, Norman, USA. Marine resources Library. 282pp.
- Clark PF, Calazans DK, Pohle GW. 1998. Accuracy and standardization of brachyuran larval descriptions. *Invertebrate Reproduction and Development*. 33(2/3): 127-144.
- Clark PF, Cuesta JA. 2015. Larval systematics of Brachyura. In: Castro P, Davie PJF, Guinot D, Schram FR, von Vaupel-Klein JC. (Eds.). *Treatise on Zoology – Anatomy, Taxonomy, Biology. The Crustacea 9C*. Leiden: Brill. 981-1048.
- Christoffersen ML. 1979. Decapod Crustacea: Alpheoidea. *Campagne de la Calypso au large des côtes atlantiques de l'Amérique du Sud (1961-1962)*. I. 36, *Annales de l'Institut océanographique*, Monaco. 55:297-377.
- Costa RC, Carvalho-Batista A, Herrera DR, Pantaleão JA, Teodoro SSA, Davanzo TM. 2016. Carcinofauna acompanhante da pesca do camarão sete-barbas *Xiphopenaeus kroyeri* em Macaé, Rio de Janeiro, sudeste brasileiro. *Boletim do Instituto de Pesca*. 42(3): 611-624.
- De Grave S, Fransen CHJM. 2011. Carideorum catalogus: the recent species of the dendrobranchiate, stenopodidean, procarididean and caridean shrimps. *Zoologische Mededelingen*. 89(5): 195-589.
- Garm A. 2004. Revising the definition of the crustacean seta and setal classification systems based on examination of the mouthpart setae of seven species of decapods. *Zoological Journal of the Linnean Society*. 142: 233-252.
- González-Gordillo JL, Tsuchida S, Schubart CD. 2000. Redescription of the megalopa of *Plagusia dentipes* (Brachyura, Plagusiidae) from Japan. *Crustacean Research*. 29: 143-151.

- Guerao G, Cuesta JA. 2014. Caridea. Chapter 48: 250-255. In: Martin JW, Olesen J, Hoeg JT (eds.). Atlas of Crustacean Larvae. Johns Hopkins University Press, Maryland, USA. 370pp.
- Iorio MI, Scelzo MA, Boschi EE. 1990. Desarrollo larval y postlarval del langostino *Pleoticus muelleri* Bate, 1888 (Crustacea, Decapoda, Solenoceridae). Scientia Marina. 54(4): 329-341.
- Knowlton RE. 1973. Larval development of the snapping shrimp *Alpheus heterochaelis* Say, reared in the laboratory. Journal of Natural History. 7: 273-306.
- Pantaleão JAF, Carvalho-Batista A, Fransozo A, Costa RC. 2016. The influence of upwelling on the diversity and distribution of marine shrimp (Penaeoidea and Caridea) in two tropical coastal areas of southeastern Brazil. Hydrobiologia. 763: 381-395.
- Pescinelli RA, Pantaleão JAF, Mantelatto FL, Costa RC. Submitted. Early zoeal stages of *Alpheus brasileiro* Anker, 2012 reared in the laboratory and a revision of the larval morphology (zoea I) of the genus *Alpheus* Fabricius, 1798 (Caridea: Alpheidae). Zootaxa.
- Pires MAB, Abrunhosa FA, Maciel CR. 2008. Early larval development in the laboratory of *Alpheus estuariensis* (Crustacea: Caridea) from the Amazon Region. Revista Brasileira de Zoologia. 25: 199-205.
- Prasad RR, Tampi PRS. 1957. Notes on some decapod larvae. Journal of Zoology Society of India. 9(1): 22-39.
- Santos MCF, Silva KCA, Cintra IHA. 2016. Carcinofauna acompanhante da pesca artesanal do camarão-sete-barbas ao largo da foz do rio São Francisco (Alagoas e Sergipe, Brasil). Acta of Fisheries and Aquatic Resources. 4: 1-10.
- Vela MJ, González-Gordillo JJ. 2016. Larval descriptions of the family Porcellanidae: A worldwide annotated compilation of the literature (Crustacea, Decapoda). ZooKeys. 564: 47-70.
- Yang HJ, Kim CH. 1996. Zoeal stages of *Alpheus euphorosyne richardsoni* Yaldwyne, 1971 (Decapoda: Macrura: Alpheidae) reared in the laboratory. Korean Journal of Zoology. 39: 106-114.
- Yang HJ, Kim CH. 1998. Zoeal stages of *Alpheus brevicristatus* De Haan, 1849 (Decapoda, Macrura, Alpheidae) with a key to the first zoeal larvae of three *Alpheus* Species. Korean Journal of Biological Science. 2: 187-193.
- Yang HJ, Kim CH. 1999. The early zoeal stages of *Alpheus heeia* Banner & Banner, 1975 reared in the laboratory (Decapoda, Caridea, Alpheidae). Crustaceana. 72(1): 25-36.
- Yang HJ, Kim CH. 2002. Early zoeas of two snapping shrimps *Alpheus digitalis* De Haan, 1850 and *Alpheus japonicus* Miers, 1879 (Decapoda, Caridea, Alpheidae) with notes on the larval characters of the Alpheidae. Korean Journal of Biological Science. 6: 95-105.

- Yang HJ, Kim MJ, Kim CH. 2003. Early Zoeas of *Alpheus lobidens* De Haan, 1850 and *Alpheus sudara* Banner and Banner, 1996 (Decapoda, Caridea, Alpheidae) reared in the Laboratory. Korean Journal of Biological Sciences. 7: 15-24.
- Yang HJ, Kim W. 2006. First zoeas of *Alpheus albatrossae* (Decapoda, Caridea, Alpheidae) hatched in the laboratory. Korean Journal of Biological Sciences. 22(2): 189-194.

Cosiderações finais

Considerações finais

No presente estudo foi averiguada uma composição e riqueza de espécies de carídeos muito similar a outros estudos realizados no estado de São Paulo que utilizaram o mesmo método de coleta (Costa et al. 2000; 2003; Fransozo et al. 2002; Furlan 2010; Simões 2012; Pantaleão et al. 2016). Das oito espécies amostradas, seis não possuíam descrições de qualquer estágio larval. Sendo assim, foi possível descrever de forma inédita a morfologia da zoea I de 4 espécies (*Periclimenes paivai*, *Leander paulensis*, *Nematopalaemon schmitti* e *Alpheus intrinsecus*) e redescrever a de *Ogyrides alphaerostris*, tendo em vista que encontramos uma quantidade considerável de diferenças ao compararmos com a descrição anterior (Sandifer, 1974). Uma das espécies amostrada durante o estudo, *Exhippolysmata oplophoroides*, já possuía descrição do primeiro estágio larval disponível (Negreiros-Fransozo et al. 2002), e portanto, utilizamos essa descrição para confeccionar a chave de identificação para as espécies coletadas. Para as duas espécies restantes (*Alpheus carlae* e *Neopontonides brucei*) não foi possível realizar a descrição morfológica porque apenas um indivíduo de cada espécie foi amostrado, e os mesmos não portavam embriões.

O objetivo da descrição e redescrição do primeiro estágio larval das espécies capturadas é a construção de uma chave de identificação utilizando caracteres das zoeas I. Para a realização da chave de identificação para a primeira zoea das espécies que são comumente capturadas pela pesca de arrasto na região, inicialmente buscamos conhecer aqueles caracteres que são compartilhados por todas as espécies de Caridea. Dessa forma, para criar a chave, procuramos escolher caracteres que se mostraram taxonomicamente informativos para o grupo estudado.

De acordo com a compilação realizada por Guerao & Cuesta (2014), baseando-se nos trabalhos de Gurney (1942), Williamson (1982) e Haynes (1985), não existe

definição concisa que se aplique às zoeas I de todos o Caridea. Entretanto, vários caracteres podem ser encontrados na maioria dos representantes: a carapaça possui um rostro (pode ser ausente) curvado para baixo e pontiagudo, geralmente sem espinhos ou dentes. Todos possuem um par de olhos compostos que são quase sempre sésseis. O pedúnculo da antênula não é segmentado. A antena é birreme, com exopodito (escafocerito ou escama antenal) geralmente segmentado, e o endopodito não segmentado possui uma longa cerda plumosa apical (também pode existir um espinho ou uma outra cerda). As mandíbulas são assimétricas e possuem um processo incisivo e um molar. As maxílulas sempre possuem enditos coxais, basais e endopodito; exopoditos rudimentares podem estar presentes em algumas espécies. As maxilas sempre têm enditos coxais e basais, endopodito e exopodito (escafognatito). Três pares de maxilípedes são funcionais desde a eclosão. Tais maxilípedes possuem longas cerdas natatórias no exopodito, e o endopodito do 2º e 3º são mais longos que o do 1º. Os pereópodes podem estar ausentes ou presentes na forma de brotos (em Alpheidae o 5º pode surgir antes do 3º e 4º). O abdome geralmente é formado por 5 segmentos e um telson terminal (o sexto segmento é fundido ao telson). A fórmula do telson é geralmente 7 + 7. Pleópodes e urópodes estão ausentes.

Todas as características listadas por Guerao & Cuesta (2014) foram observadas no primeiro estágio larval das espécies aqui descritas. Entretanto, muitas das características anteriormente mencionadas, apesar de comuns a quase todos os representantes de Caridea, não podem ser utilizadas para distinguir essa infraordem, pois também podem estar presentes em representantes de outras infraordens da subordem Pleocyemata, ou seja: Stenopodidea, Astacidea Latreille 1802, Thalassinidea Latreille 1831, Palinura Latreille 1802, Anomura McLeay 1838 e Brachyura; de acordo com Martin & Davis (2001). Se considerarmos todas as infraordens, podemos encontrar

os seguintes caracteres em comum: olhos sésseis, abdômen com 5 pleonitos, pleópodes e urópodes ausentes (Dos Santos & González-Gordillo 2004). Ainda assim, é importante ressaltar que podemos encontrar exceções em algumas famílias, seja por abrigar espécies que possuem desenvolvimento abreviado, ou por particularidades propriamente ditas. Um bom exemplo é o carídeo *Athanas nitescens* (Leach 1814) que apresenta olhos pedunculados já na larva recém-eclodida (Bartilotti et al. 2005). Essa espécie é nativa do Atlântico Oriental, e foi considerada invasora no Atlântico Ocidental, com a primeira ocorrência registrada no estado de São Paulo (Almeida et al. 2012).

A seguir, propomos uma chave de identificação para o primeiro estágio larval dos Caridea amostrados durante um período de 2 anos, na região de Cananeia, utilizando a pesca de arrasto. Os caracteres utilizados para separar as superfamílias, famílias e espécies, são provenientes apenas das espécies capturadas no presente estudo. Devido às similaridades entre a morfologia larval dos Caridea com as demais infraordens de Pleocyemata, descritos anteriormente nessa seção, apresentaremos antes aqueles caracteres únicos do grupo estudado, de acordo com a chave para infraordens realizada por Dos Santos & González-Gordillo (2004).

Caracteres diagnósticos para a zoea I dos Caridea marinhos (Dos Santos & González-Gordillo 2004):

Carapaça comprimida lateralmente; telson achatado, normalmente com fórmula $7 + 7$, e sem espinho na margem distal; exopodito da antena (escafocerito) não segmentado, ou segmentado apenas na porção distal; primeiro e terceiro pleonitos (somitos abdominais) sem espinhos dorsais; quinto pleonito sem espinho ventral em forma de gancho (Figs. 1a, b, d).

Chave de identificação de acordo com a zoea I dos Caridea capturados pela pesca de arrasto na região sul do estado de São Paulo

Chave para as superfamílias

1 (A) Presença de 2 pereópodes como brotos birremes; apenas cerdas simples no endito coxal da maxílula; maxila com apenas 1 cerda no endopodito e no máximo 2 cerdas no lobo distal do endito basal (Figs. 1b, e, f, g, i)
Superfamília Palaemonoidea: família Palaemonidae

1 (B) De 0 a 2 brotos de pereópodes, com no máximo 1 birreme; cerdas simples e de outros tipos no endito coxal da maxílula; maxila com no mínimo 3 cerdas no endopodito e no mínimo 4 cerdas no lobo distal do endito basal (Figs. 1b, e-g, i)
Superfamília Alpheoidea

Chave para as espécies da família Palaemonidae (superfamília Palaemonoidea)

1 (A) Rostro longo; espinho posterolateral no 5º segmento abdominal; escafocerito com 5 segmentos; endopodito do 1º maxilípede com 2 segmentos (Figs. 1a, b, d, h)
Leander paulensis

1 (B) Rostro curto; sem espinho posterolateral no 5º segmento abdominal; escafocerito com 4 segmentos; endopodito do 1º maxilípede não segmentado (Figs. 1a-d, h) 2

2 (A) Maxílula com 1 espinho e nenhuma cerda no endopodito (Figs. 1e, f)
Periclimenes paivai

2 (B) Endopodito da maxílula com apenas 1 cerda simples; 1 espinho no pedúnculo da antena; exopodito do 1º maxilípede com 3 cerdas natatórias (demais Palaemonidae possuem 4); endopodito do 2º maxilípede com 4 segmentos (demais Palaemonidae possuem 3); endito coxal da maxila bilobado (Figs. 1a, b, e-h)
Nematopalaemon schmitti

Chave para as espécies e famílias da superfamília Alpheoidea

1 (A) Rostro curto; 1º maxilípede sem cerdas na coxa e endopodito não segmentado; endito coxal da maxila não bilobado; base do 2º maxilípede com 4 cerdas; 3º maxilípede com 1 cerda na base e endopodito com 4 segmentos (Figs. 1c, e, g, h)
Alpheus intrinsecus: família Alpheidae

1 (B) Rostro longo; 1º maxilípede com 4 cerdas na coxa e endopodito com 4 segmentos; endito coxal da maxila bilobado; base do 2º maxilípede com 6 cerdas; 3º maxilípede com 3 cerdas na base e endopodito com 3 segmentos (Figs. a, b, e, g, h) 2

2 (A) Espinho posterolateral no 5º segmento abdominal; exopoditos do 2º e 3º maxilípedes segmentados (4 e 5 segmentos, respectivamente); exopodito do 1º

maxilípede com 3 cerdas natatórias terminais (demais Alpheoidea com 4); endopodito do 2º maxilípede com 3 segmentos (demais Alpheoidea com 4); lobo proximal do endito coxal da maxila com 10 cerdas (Figs. a, b, e, g, h)
Exhippolysmata oplophoroides: família Hippolytidae

2 (B) Endopodito da antena com espinho grande e composto por duas fileiras de espínulos; coxa do 2º maxilípede com 1 cerda simples (demais Alpheoidea sem cerdas); lobo proximal do endito coxal da maxila com 9 cerdas (Figs. a, b, d, e, g, h)
Ogyrides alphaerostris: família Ogyrididae

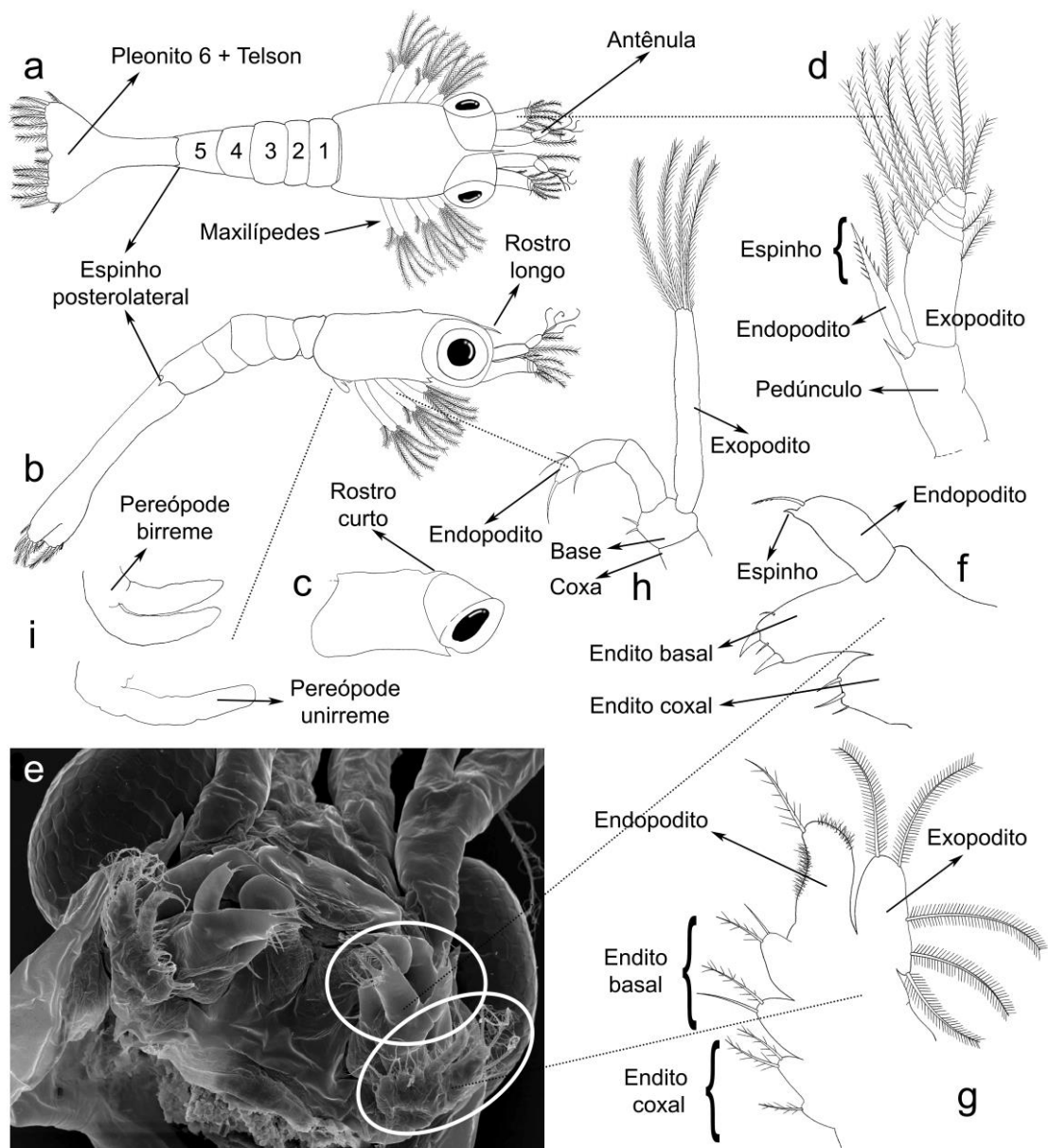


Figura 1. Primeiro estágio larval (zoea I) de um Caridea com desenvolvimento estendido e apêndices utilizados na chave de identificação. a. Vista dorsal; b. Vista lateral; c. Carapaça, vista lateral; d. Antena; e. Imagem de microscopia de varredura dos apêndices bucais, modificado de Geiselbrecht & Melzer (2009); f. Maxílula; g. Maxila; h. Maxilípede; i. Brotos de pereópodes. (Fora de escala)

Como demonstrado durante o presente estudo (principalmente no capítulo 2), ainda existe uma notável carência no conhecimento do desenvolvimento larval dos Caridea, tanto no que diz respeito à morfologia, quanto à história de vida (quantidade de estágios, duração, alimentação, etc.). Dessa forma, seria prematuro apontar se os caracteres utilizados para distinguir as espécies na presente chave se tratam de apomorfias ou sinapomorfias, pois além do conhecimento ainda restrito, os caracteres das fases larvais são suscetíveis a convergência. A constância dos caracteres nas larvas faz com que a morfologia larval represente um elemento taxonômico adicional para a identificação e classificação das espécies (Vieira & Calazans 2010). Assim, esperamos que, à medida que mais larvas forem descritas, as comparações morfológicas tornem-se mais claras.

Referências

- Almeida AO, Simões SM, Costa RC, Mantelatto FL. 2012. Alien shrimps in evidence: new records of the genus *Athanas* Leach, 1814 on the coast of São Paulo, southern Brazil (Caridea: Alpheidae). *Helgoland Marine Research*. 66: 557–565.
- Bartilotti C, Calado R, Dos Santos A. 2005. Correct diagnosis of early zoeal stages of *Athanas nitescens* (Leach, 1814) (Decapoda, Caridea, Alpheidae) using laboratory-raised larvae. *Journal of Plankton Research*. 27(11): 1189–1194.
- Costa RC, Fransozo A, Mantelatto FL, Castro RH. 2000. Occurrence of shrimp species (Natantia: Penaeidea: Caridea) in Ubatuba Bay, Ubatuba, SP, Brazil. *Proceedings of the Biological Society of Washington*. 113(3): 776-781.
- Costa RC, Fransozo A, Melo GAS, Freire FAM. 2003. An illustrated key for Dendrobranchiata shrimps from the northern coast of São Paulo state, Brazil. *Biota Neotropica*. 3(1): 1-12.
- Dos Santos A, González-Gordillo JI. 2004. Illustrated keys for the identification of the Pleocyemata (Crustacea: Decapoda) zoeal stages, from the coastal region of south-western Europe. *Journal of the Marine Biological Association of U.K.* 84: 205-227.
- Fransozo A, Costa RC, Mantelatto FL, Pinheiro MAA, Santos S. 2002. Composition and abundance of shrimp species (Penaeidea and Caridea) in Fortaleza Bay, Ubatuba, São Paulo, Brazil. *Modern Approaches to the Study of Crustacea*. 117-123.

- Furlan M. 2010. Crustáceos decápodos do substrato não consolidado da região de Ubatuba (SP): Composição, Abundância e Distribuição Ecológica. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual Paulista, Botucatu, São Paulo, Brasil. 101pp.
- Guerao G, Cuesta JA. 2014. Caridea. Chapter 48: 250-255. In: Martin JW, Olesen J, Hoeg JT (eds.). Atlas of Crustacean Larvae. Johns Hopkins University Press, Maryland, USA. 370pp.
- Gurney R. 1942. Larvae of Decapod Crustacea. London: Ray Society. 306pp.
- Haynes E. 1985. Morphological development identification and biology of larvae of Pandalidae, Hippolytidae, and Crangonidae (Crustacea, Decapoda) of the northern North Pacific Ocean. Fishery Bulletin of USA. 83: 253–288.
- Martin JW, Davis GE. 2001. An Updated Classification of the Recent Crustacea. Natural History Museum of Los Angeles County, Science Series. 39: 124pp.
- Negreiros-Fransozo ML, Gonzalez-Gordillo JI, Fransozo A. 2002. First larval stage of *Exhippolysmata oplophoroides* (Holthuis, 1948) (Decapoda, Caridea, Hippolytidae) obtained in laboratory. Nauplius. 10(1): 67-71.
- Pantaleão JAF, Carvalho-Batista A, Fransozo A, Costa RC. 2016. The influence of upwelling on the diversity and distribution of marine shrimp (Penaeoidea and Caridea) in two tropical coastal areas of southeastern Brazil. Hydrobiologia. 763: 381–395.
- Sandifer P. 1974. Larval stages of the shrimp, *Ogyrides limicola* Williams, 1955 (Decapoda, Caridea) obtained in the laboratory. Crustaceana. 26(1): 37-60.
- Simões SM. 2012. Estrutura da comunidade e biologia reprodutiva dos camarões marinhos (Penaeidea e Caridea), no Complexo Baía-Estuário de Santos e São Vicente/SP, Brasil. Tese de Doutorado, Universidade Estadual Paulista, Botucatu, São Paulo, Brasil. 149pp.
- Vieira RRR, Calazans DK. 2010. Chave ilustrada para identificação das zoés de Brachyura do estuário da Lagoa dos Patos (RS) e região costeira adjacente. Biota Neotropica. 10(3): 431 – 437.
- Williamson DI. 1982. Larval Morphology and Diversity. In: Abele LG (eds.). The Biology of Crustacea. New York: Academic Press. Systematics, Morphology, Genetics and the Fossil Record. 2: 43-110.

Conclusões

Conclusões

A biodiversidade amostrada na região foi muito similar ao encontrado por outros estudos no estado de São Paulo que também utilizaram a pesca de arrasto. Esse fato pode ser relacionado não só à efetividade da metodologia de coleta utilizada (pesca de arrasto), mas também reflete uma provável similaridade na composição das espécies de carídeos que são capturadas como fauna acompanhante da pesca de camarões.

Foi possível diferenciar as espécies capturadas e descritas utilizando a morfologia externa do primeiro estágio larval (zoea I). Contudo, além das espécies capturadas, podem existir formas larvais de muitas outras espécies no plâncton costeiro da região, por exemplo, provenientes de espécies de riachos litorâneos, que utilizam a área marinha em seu ciclo de vida, ou de espécies que ocorrem na área marinha litorânea e que não são capturadas pela metodologia empregada aqui. Certamente, a chave proposta encontra-se longe de estar completa, ou seja, incluindo todas as espécies que existem no plâncton da região, e é possível que continue incompleta após o investimento de toda uma carreira científica dedicada a esse objetivo.

O presente estudo representa o primeiro passo para o desenvolvimento de uma linha de pesquisa focada na identificação de espécies planctônicas através da descrição da zoea I. Além da morfologia do primeiro estágio larval, também será importante aprimorar técnicas para obter o desenvolvimento larval completo das espécies pertencentes ao grupo estudado. Com isso, no futuro, teremos condições de abordar outros aspectos ainda pouco estudados até o momento, a ecologia larval com ênfase em processos de migração, dispersão e recrutamento, considerados processos chave da história de vida inicial desses organismos.