

UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
INSTITUTO DE CIÊNCIAS DO MAR - LABOMAR
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS MARINHAS TROPICAIS

CRISTIANE XEREZ BARROSO

ANATOMIA E DESENVOLVIMENTO INTRACAPSULAR DE *Neritina*
zebra (Bruguière, 1792) (MOLLUSCA, GASTROPODA, NERITIDAE)

FORTALEZA

2009

CRISTIANE XEREZ BARROSO

ANATOMIA E DESENVOLVIMENTO INTRACAPSULAR DE *Neritina zebra* (Bruguière,
1792) (MOLLUSCA, GASTROPODA, NERITIDAE)

Dissertação submetida à Coordenação do
Curso de Pós-Graduação em Ciências
Marinhas Tropicais, da Universidade Federal
do Ceará, como requisito parcial para a
obtenção do grau de Mestre em Ciências
Marinhas.

Orientadora: Profa. Dra. Helena Matthews-
Cascon

FORTALEZA

2009

CRISTIANE XEREZ BARROSO

ANATOMIA E DESENVOLVIMENTO INTRACAPSULAR DE *Neritina zebra* (Bruguière,
1792) (MOLLUSCA, GASTROPODA, NERITIDAE)

Dissertação submetida à Coordenação do Curso de Pós-Graduação em Ciências Marinhas
Tropicais, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para a obtenção do grau
de Mestre em Ciências Marinhas.

Aprovada em 26/03/2009

BANCA EXAMINADORA

Profa. Dra. Helena Matthews-Cascon (Orientadora)
Universidade Federal do Ceará

Profa. Dra. Cristina de Almeida Rocha-Barreira
Instituto de Ciências do Mar – LABOMAR / UFC

Prof. Dr. Luiz Ricardo Lopes de Simone
Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo - MZUSP

À minha Orientadora Helena Matthews-Cascon, dedico

AGRADECIMENTOS

À professora Dra. Helena Matthews-Cascon por ter aceitado me orientar durante esses cinco anos, pela sabedoria, por ter me apresentado uma de suas grandes paixões (os moluscos) e pelo coração do tamanho do mundo;

A minha família, Graça, Jeovairton, Daniel e Davi, por todo o amor e apoio, toda confiança e felicidade.

A Eduardo Freitas, por surgir em minha vida e me mostrar um novo jeito de ver o mundo;

Ao professor Dr. Luiz Ricardo Simone, do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo, pela grande ajuda e pela acolhida na assustadora cidade de São Paulo;

A Antonio Carlos (Leão), morador de Caucaia, por ter me levado em sua canoa e me ajudado nas coletas no rio Ceará;

Ao professor Dr. Paulo Cascon pelas várias ajudas e pelas ironias que sempre me fazem rir;

À professora Dra. Cristina Rocha pela ajuda com a bibliografia;

A TODOS do Laboratório de Invertebrados Marinhos do Ceará (LIMCE) pelos momentos de descontração e aprendizado pessoal e profissional;

Aos amigos que fiz no mestrado, Lucas Buruaem, Luis Eduardo Freitas (Lula), Buda e Flavia Lima Verde;

À Marcionília Pimentel, pela eterna luz que irradia, pelos estudos pré-mestrado e pelas tardes felizes;

Aos amigos Amanda Silvino, Leonardo Peres, Marcelo Moro, Marcelo Soares, Marcelo Teles, Mariana Lima e Samuel Carleial, que mesmo “distantes”, fazem parte de minha vida;

À Tatiane Garcia pela ajuda nos experimentos de reprodução;

A Helton pelos desenhos;

A Celli Muniz e Daniel, do Laboratório de Fitopatologia da EMBRAPA, e Luis Flávio Gaspar Herculano, do Laboratório de Caracterização de Materiais (LACAM-UFC) pela ajuda com a microscopia eletrônica de varredura;

Aos professores do curso de Pós-Graduação em Ciências Marinhas Tropicais, Labomar – UFC, pela contribuição em minha formação científica;

A Fundação Cearense de Apoio ao Desenvolvimento Científico e Tecnológico (FUNCAP) pela concessão da bolsa de mestrado.

“Se os estudantes querem uma carreira na área das Ciências, eles precisam de três qualidades em abundância: uma infindável curiosidade sobre o mundo, uma paixão para fazer o trabalho árduo necessário e uma vontade de trabalhar sob condições adversas e com pouco dinheiro.”

Geerat Vermeij, biólogo

LISTA DE FIGURAS

| | |
|--|----|
| Figura 1.1 - Morfometria da concha de <i>Neritina zebra</i> . 1. Altura da concha; 2. Largura da concha..... | 25 |
| Figura 1.2 – Concha de adulto de <i>Neritina zebra</i> . A. Vista dorsal; B. Vista ventral..... | 30 |
| Figura 1.3 – Microscopia eletrônica de varredura de uma concha jovem de <i>N. zebra</i> . A. Vista geral da concha, mostrando as linhas de crescimento; B. Voltas da protoconcha e da teleoconcha; C. Protoconcha em maior detalhe; D. Início da erosão da protoconcha, em destaque..... | 30 |
| Figura 1.4 – Conchas de <i>Neritina zebra</i> , apresentado diferentes cores, variando de marrom bem escuro a amarelo. A última concha do lado direito da segunda fileira foi tratada com hipoclorito de sódio..... | 31 |
| Figura 1.5 – Desenhos de conchas de <i>Neritina zebra</i> , apresentando diferentes padrões das listras axiais. Estas podem ser retas, curvas ou em “ziguezague”, com alguns espécimes não apresentando listras..... | 31 |
| Figura 1.6 – Septo transversal presente na parte interna da concha de <i>Neritina zebra</i> .. | 32 |
| Figura 1.7 – Opérculos calcários de <i>N. zebra</i> de diferentes tamanhos. A. Vista externa; B. Vista interna, destacando a apófise bifurcada. Legenda: ap. apófise..... | 32 |
| Figura 1.8 – Desenho esquemático do opérculo calcário de <i>N. zebra</i> . Legenda: ap. apófise..... | 32 |
| Figura 1.9 – Coloração do corpo de <i>Neritina zebra</i> . A. Animal fixado; B, C e D. Animal vivo..... | 33 |
| Figura 1.10 – Osfrádio (em destaque) de <i>Neritina zebra</i> , localizado à frente da membrana suspensória da brânquia (br), do lado esquerdo do manto e à frente do final anterior do músculo columelar esquerdo (mc). Legenda: c. cabeça..... | 33 |
| Figura 1.11 - Anatomia de <i>Neritina zebra</i> . A. Vista dorsal de uma fêmea com o corpo coberto pelo manto (ma); B. Vista dorsal de uma fêmea com o manto retirado, destacando o posicionamento da brânquia (br) na cavidade palial; C. Região cefálica de uma fêmea, destacando os omatóforos com olhos na extremidade (o), tentáculos (t) e a boca circular (b), com finas projeções sensoriais; D. Corte longitudinal na região cefálica, destacando os “bolsters” (bo) e rádula (ra); E. e F. Vista ventral de uma fêmea, destacando o formato do músculo columelar (mc) e a inserção do opérculo (op) no pé. Legenda: c. cabeça; mv. massa visceral; p. pé..... | 34 |
| Figura 1.12 – Desenho esquemático do músculo columelar de <i>N. zebra</i> . Legenda: mc. músculo columelar; op. opérculo; p. pé..... | 35 |

Figura 1.13 – Coração de *Neritina zebra*, apresentando um átrio (**at**) e um ventrículo (**ve**). Legenda: **br.** brânquia; **c.** cabeça..... 35

Figura 1.14 – Microscopia eletrônica de varredura da rádula de *Neritina zebra*. **A.** Vista geral da rádula; **B.** Vista parcial da rádula, destacando os dentes raquidiano (**r**), primeiro lateral (**l1**) e quinto lateral (**l5**); **C.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes raquidiano (**r**) e primeiro lateral (**l1**); **D.** Vista parcial da rádula, destacando os dentes primeiro lateral (**l1**), terceiro lateral (**l3**), quinto lateral (**l5**) e marginais (**m**); **E.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes terceiro lateral (**l3**), quarto lateral (**l4**), quinto lateral (**l5**) e marginais (**m**); **F.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes marginais, serrados e em forma de cunha (**m**)..... 36

Figura 1.15 – Microscopia óptica da rádula de *Neritina zebra*. **A.** Vista geral da rádula; **B.** Vista parcial da rádula, destacando os dentes raquidiano (**r**) e primeiro lateral (**l1**); **C.** Vista parcial da rádula, destacando os dentes primeiro lateral (**l1**), quinto lateral (**l5**) e marginais (**m**); **D.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes primeiro lateral (**l1**), segundo lateral (**l2**) e terceiro lateral (**l3**); **E.** Vista parcial da rádula, detalhando quinto dente lateral (**l5**); **F.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes segundo lateral (**l2**), terceiro lateral (**l3**) e quarto lateral (**l4**); **G.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes marginais (**m**)..... 36

Figura 1.16 - Anatomia de *N. zebra* - Sistema reprodutor masculino; **A.** Vista anterior dorsal de um macho, destacando o pênis cefálico (**pc**); **B.** Detalhe do pênis cefálico (**pc**), destacando o sulco (**s**) e a papila (**pa**) presentes nessa estrutura..... 37

Figura 1.17 - Anatomia de *N. zebra* - Sistema reprodutor masculino; **A.** Vista interna da cavidade do manto de um macho, em destaque partes do sistema reprodutor masculino; **B.** Parte do sistema reprodutor masculino, destacando o ducto espermático (**de**), os testículos (**te**) e a próstata (**pr**); **C.** Detalhe da glândula prostática (**pr**), reto (**re**) e ânus (**a**)..... 37

Figura 1.18 – Desenho esquemático de um macho de *N. zebra*, mostrando parte de seu sistema reprodutor. Legenda: **c.** cabeça; **mc.** músculo columelar; **mv.** massa visceral; **p.** pé; **pa.** papila; **pc.** pênis cefálico; **s.** sulco; **t.** tentáculo..... 38

Figura 1.19 – Desenho esquemático do sistema reprodutor masculino de *N. zebra*. Legenda: **a.** ânus; **de.** ducto espermático; **po.** poro; **pr.** glândula prostática; **r.** reto; **te.** testículo; **vd.** vaso deferente..... 38

Figura 1.20 - Anatomia de *N. zebra* - Sistema reprodutor feminino; **A.** Vista interna da cavidade do manto de uma fêmea, em destaque parte do sistema reprodutor feminino; **B.** Parte do sistema reprodutor feminino, destacando as aberturas genitais (**ag**), as glândulas de albúmen e da cápsula (**gl**), o receptáculo seminal (**rs**), o saco espermático (**se**) e o saco de reforço (**sr**); **C.** Detalhe das glândulas da cápsula e de albúmen (**gl**) e do receptáculo seminal (**rs**); **D.** Detalhe de duas aberturas genitais (poro vaginal – **pv** e gonoporo principal – **gp**), ânus (**a**) e saco de reforço (**sr**). Legenda: **br.** brânquia; **p.** pé..... 39

Figura 1.21 – Ovário (**ov**) com várias vilosidades digitiformes paralelas e glândula digestiva (**gd**) de *Neritina zebra*..... 39

| | |
|--|----|
| Figura 1.22 – Desenho esquemático dos sistemas digestivo e reprodutor feminino de <i>N. zebra</i> . Legenda: a. ânus; br. brânquia; c. cabeça; d. ducto enigmático; es. esôfago; gd. glândula digestiva; gl. glândulas de albúmen e da cápsula; gp. gonoporo principal; in. intestino; ma. manto; ov. ovário; pv. poro vaginal; ra. rádula; re. reto; rs. receptáculo seminal; rv. ramo da vagina; se. saco do espermatóforo; sr. saco de reforço; va. vagina..... | 40 |
| Figura 2.1 - Área de coleta (S 03°44'11.1" W 038°37'23.6"), em destaque, na área de manguezal do estuário do rio Ceará, Região Metropolitana de Fortaleza (Ceará), Litoral Nordeste do Brasil..... | 54 |
| Figura 2.2 - Relação entre a salinidade na área de coleta (barras) e a precipitação na área de manguezal no Estuário do rio Ceará (linha) nos anos de 2007 e 2008..... | 55 |
| Figura 2.3 - <i>Neritina zebra</i> e desovas (em destaque) no manguezal do rio Ceará, CE, Brasil..... | 56 |
| Figura 2.4 - Comportamento reprodutivo (cópula) de <i>Neritina zebra</i> em aquário. Legenda: p. pênis..... | 57 |
| Figura 2.5 - Cápsulas de <i>Neritina zebra</i> . A: Aspecto geral da cápsula mostrando suas duas superfícies, a plana (b) (que se adere ao substrato) e a convexa (ps) (impregnada de grãos de areia); B: Detalhe mostrando os grãos de areia colocados na superfície superior da cápsula; C: Detalhe mostrando a fina membrana (m) que envolve os ovos dentro da cápsula; D: detalhe mostrando a sutura (s) presente na cápsula de ovos, próxima a uma de suas extremidades..... | 58 |
| Figura 2.6 - <i>Neritina zebra</i> A: Larva véliger, destacando os estatocistos; B: Cápsulas de ovos abertas, após a liberação das larvas véligeres. Legenda: e. estatocistos..... | 59 |
| Figura 2.7 - Desenvolvimento embrionário e larval de <i>Neritina zebra</i> em condições de laboratório nos anos de 2007 e 2008. A: Ovos fertilizados, apresentando as primeiras divisões; B: Clivagem holoblástica espiral, blástula com o típico arranjo em cruz dos moluscos; C: Embriões apresentando pólos animal (micrômeros) e vegetal (macrômeros) bem definidos; D: Estágio de gástrula; E: Larvas pré-velígeres (pré-torsional); F: Larvas velígeres (pós-torsional); G: Larva véliger; H: Véliger livre-natante. Legenda: c. concha larval; e. estatocisto; ma. macrômeros; mi. micrômeros; mv. massa visceral; o. olhos; op. opérculo; p. pé; v. vélum..... | 61 |

LISTA DE TABELAS

Tabela 2.1 - Tempos de duração (dias) dos estágios embrionários e larvais de *Neritina zebra* nos experimentos realizados em laboratório nos anos de 2007 e 2008... 60

SUMÁRIO

| | |
|---|----|
| INTRODUÇÃO GERAL | 12 |
| CAPÍTULO 1: Anatomia de <i>Neritina zebra</i> (Mollusca: Gastropoda: Neritidae) | 16 |
| RESUMO | 17 |
| ABSTRACT | 18 |
| 1. Introdução | 19 |
| 2. Objetivos gerais | 23 |
| 2.1. Objetivos específicos | 23 |
| 3. Material e métodos | 24 |
| 4. Resultados | 26 |
| 5. Discussão | 41 |
| | |
| CAPÍTULO 2: Descrição da desova e do desenvolvimento intracapsular de <i>Neritina zebra</i> (Bruguière, 1792) (Mollusca: Gastropoda: Neritidae) sob condições de laboratório | 43 |
| RESUMO | 44 |
| ABSTRACT | 45 |
| 1. Introdução | 46 |
| 2. Objetivos | 51 |
| 3. Material e métodos | 52 |
| 3.1. Área de estudo e coleta dos espécimes | 52 |
| 3.2. Procedimentos em laboratório | 53 |
| 3.2.1. Descrição das desovas | 53 |
| 3.2.2. Acompanhamento do desenvolvimento embrionário e larval | 55 |
| 4. Resultados | 56 |
| 4.1. Observação das desovas em campo | 56 |
| 4.2. Comportamento reprodutivo e descrição das cápsulas de ovos | 57 |
| 4.3. Desenvolvimento embrionário e larval | 58 |
| 5. Discussão | 62 |
| | |
| CONCLUSÕES GERAIS | 66 |
| REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS | 68 |

Two textured spheres, possibly representing planets or celestial bodies, positioned above the text.

INTRODUÇÃO GERAL

Os estuários tropicais abrigam um tipo de ambiente ímpar: o manguezal. No Brasil, mais de um terço da costa é coberta por este ecossistema, que se estende do extremo norte no Oiapoque, Estado do Amapá, até o seu limite sul na Praia do Sonho, em Santa Catarina (AVELINE, 1980; MAIA *et al.*, 2006; POR, 1994).

Manguezais são ecossistemas costeiros, de transição entre os ambientes terrestres e marinhos, característicos de regiões tropicais e subtropicais, sujeitos ao regime de marés (SCHAEFFER-NOVELLI, 1995) e associados a ambientes costeiros protegidos como estuários, lagoas costeiras e baías (VANNUCCI, 2001). Este ecossistema desempenha papel fundamental na estabilidade da geomorfologia costeira, conservação da biodiversidade e manutenção de recursos pesqueiros, geralmente utilizados pela população local (MAIA *et al.*, 2006).

São ecossistemas únicos no sentido em que as espécies de plantas e animais nele existentes vivem muito próximas aos limites de tolerância de condições ambientais extremas (VANNUCCI, 2001). Entre os fatores ambientais que determinam a sobrevivência ou a morte das várias espécies estão: a flutuação da salinidade, os extremos de temperatura, a dessecação, a ação das ondas e a radiação solar, todos caracterizados por consideráveis variações temporais e espaciais (MORAN, 1999).

O manguezal é habitado em toda sua extensão por diversos animais, que têm sua origem nos ambientes terrestre, marinho e de água doce, permanecendo no manguezal durante toda a vida como residentes ou apenas parte dela, na condição de semi-residentes, visitantes regulares ou oportunistas (LACERDA, 1999; LEITÃO, 1995). Existem poucas espécies de animais exclusivas de manguezais (VANNUCCI, 2001). A maior parte das espécies de animais que ocorrem nesse ecossistema também ocorre em outros sistemas costeiros, como lagunas e estuários. No entanto, alguns desses animais têm suas maiores populações em áreas de manguezal, sendo, portanto, típicos, mas não exclusivos desse ecossistema (LACERDA, 1999).

Segundo Schaeffer-Novelli (1995), a maior parte da fauna do ecossistema manguezal vem do ambiente marinho, com grande quantidade de moluscos (ostras, sururus), crustáceos (caranguejo, siris, camarões) e peixes.

Os moluscos estão bem representados no ecossistema manguezal. Várias famílias pertencentes a duas classes desse grupo – Gastropoda e Bivalvia – estão representadas neste ecossistema (AVELINE, 1980). Os moluscos bivalves do manguezal representam uma das riquezas desse ambiente, possuindo tanto valor ecológico como sócio-econômico. *Anomalocardia brasiliiana* (Gmelin, 1791) (berbigão), *Crassostrea rhizophorae* (Guilding,

1828) (ostra), *Mytella falcata* (Orbigny, 1846) (mexilhão ou sururu), *Iphigenia brasiliiana* (Lamarck, 1818) (tarioba), *Lucina pectinata* (Gmelin, 1791) (lambreta, marisco redondo) e *Tagelus plebeius* (Lightfoot, 1786) (unha-de-vellho) são alguns exemplos de moluscos bivalves explorados comercialmente encontrados no manguezal (POR, 1994; GRASSO; TOGNELLA, 1995).

Outros moluscos, que mesmo não tendo grande potencial econômico, são importantes para a manutenção do equilíbrio ecológico são os gastrópodes (ALMEIDA; SANTOS; SANTOS, 2004). Estes se alimentam de algas (microalgas) ou detritos, como por exemplo, *Littorina angulifera* (Lamarck, 1822), *Neritina virginea* (Linnaeus, 1758), *Melampus coffeus* (Linnaeus, 1758) e *Neritina zebra*. Outras espécies são carnívoras, por exemplo, *Pugilina morio* (Linnaeus, 1758).

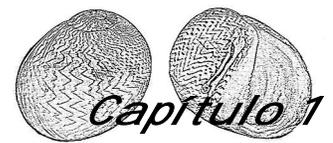
Mollusca é o segundo maior filo do reino Animal (FRETTER; GRAHAM, 1962; PONDER; LINDBERG, 2008). A diversidade de espécies viventes de Mollusca tem sido estimada em mais de 200.000 espécies, que ocupam nichos em quase todos os habitats conhecidos, tanto marinho, terrestre, quanto de água doce (LINDBERG; PONDER, 2001). Os moluscos possuem um notável registro fóssil, com os fósseis mais antigos datando do período Cambriano, a cerca de 543 milhões de anos atrás (PONDER; LINDBERG, 2008). Mollusca possui sete ou oito classes de moluscos viventes reconhecidas (Aplacophora – Solenogastres e Caudofoveata, Polyplacophora, Monoplacophora, Bivalvia, Scaphopoda, Cephalopoda e Gastropoda), sendo um dos grupos animais mais diversos (PONDER; LINDBERG, 2008).

A classe Gastropoda é o maior grupo de Mollusca em termos de espécies e um dos poucos grupos animais que conseguiu habitar com sucesso ambientes terrestre, marinho e de água doce, possuindo uma enorme diversidade morfológica e trófica (BIELER, 1992; PONDER; LINDBERG, 2008). Desde que os moluscos gastrópodes apareceram pela primeira vez no Cambriano, este grupo vem diminuindo através de todo o Fanerozóico (LINDBERG; PONDER, 2001). Estimativas do total de espécies viventes variam de 40.000 a mais de 100.000, mas podem ser mais altas que 150.000, com cerca de 13.000 gêneros tanto do Recente como espécies fósseis (BIELER, 1992; PONDER; LINDBERG, 2008). Segundo Ponder e Lindberg (2008), são reconhecidos dois grupos dentro de Gastropoda: Eogastropoda (que inclui Patellogastropoda) e Orthogastropoda (que compreende Vetigastropoda, Neritimorpha, Caenogastropoda e Heterobranchia).

Apesar de Mollusca ser estudado desde algumas das primeiras investigações zoológicas (PONDER; LINDBERG, 2008), ainda existem áreas em que trabalhos adicionais

são ainda requeridos, tais como desenvolvimento, ultra-estrutura e biologia molecular (LINDBERG; PONDER, 2001).

Devido às poucas informações sobre sua biologia, nesse trabalho, o gastrópode tipicamente estuarino *Neritina zebra* (Bruguière, 1792) é estudado considerando dois aspectos: **(1)** sua anatomia (capítulo 1) e **(2)** seu desenvolvimento embrionário e larval sob condições de laboratório (capítulo 2).



Anatomia de *Neritina zebra* (Mollusca: Gastropoda: Neritidae)

RESUMO

Anatomia de *Neritina zebra* (Mollusca: Gastropoda: Neritidae)

Neritina zebra é um gastrópode comum em bancos de lama e águas salobras. Este estudo tem como objetivos revisar o conteúdo da literatura especializada e acrescentar informações sobre a anatomia de *Neritina zebra*. Foram analisados os animais coletados no estuário do rio Ceará - CE, no Parque Estadual do rio Cocó - CE e os espécimes tombados na coleção Malacológica "Prof. Henry Ramos Matthews" (CMPHRM) da Universidade Federal do Ceará (UFC) e na coleção de Moluscos do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP). A rádula foi observada e fotografada através de microscópio óptico e microscópio eletrônico de varredura (MEV). A protoconcha foi observada e fotografada através do MEV. *N. zebra* apresenta concha globosa, protoconcha com 1,5 voltas, teleoconcha com 3,5 voltas, lábio interno denteado, espira baixa, abertura semilunar. Concha apresentando várias cores e vários padrões de "zigzag". A columela forma um septo transversal. O opérculo é calcário e liso, com apófise bifurcada. O músculo columelar é bem desenvolvido, com duas partes de tamanhos diferentes. Brânquia bipectinada. Oosfrádio encontra-se à frente da membrana suspensória da brânquia, do lado esquerdo do manto. O coração apresenta um átrio e um ventrículo. A rádula é do tipo rhipidoglossa, apresentando a fórmula geral .5.1.5. . Esôfago e intestino longos. O intestino passa através da cavidade pericardial, estando envolvido pelo ventrículo. O sistema reprodutor masculino apresenta uma abertura genital, ducto espermático longo e enrolado, glândula prostática e pênis com formato laminar do lado direito da região cefálica. O sistema reprodutor feminino apresenta três poros genitais (um vaginal, um "gonoporo principal" e um "ducto enigmático"), um saco de reforço, saco do espermatóforo, ovário com várias vilosidades digitiformes paralelas, receptáculo seminal e glândulas de albúmen e da cápsula.

Palavras-chave: *Neritina zebra*, anatomia, concha, rádula, sistema reprodutor

ABSTRACT

Anatomy of *Neritina zebra* (Mollusca: Gastropoda: Neritidae)

Neritina zebra is a common gastropod on mud bottom and brackish water. This study aims to review the literature and add information about the anatomy of *Neritina zebra*. We analyzed the animals collected in the estuary of the Ceará river – CE, in “Parque Estadual do rio Cocó” - CE and specimens deposited in “Coleção Malacológica Prof. Henry Ramos Matthews” (CMPHRM) of “Universidade Federal do Ceará” (UFC) and “Coleção de Moluscos do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo” (MZUSP). The radula was observed and photographed through optic and scanning electron microscope (SEM). The protoconch was observed and photographed by SEM. *N. zebra* presents globose shell, protoconch with 1.5 whorls, teleoconch with 3.5 whorls, small teeth on inner lip, low spire, semilunar aperture. Shells present several different colors and patterns of zigzag. The columella forms a transversal septum. Operculum calcareous, smooth, with bifurcated apophysis. The columellar muscle is well developed, with two parts of different sizes. Bipectinate gill. The osphradium is in front of the suspensory membrane of the gill, on the left side of the mantle. The heart presents one auricle and one ventricle. The radula is rhipidoglossa type, presenting the general formula .5.1.5. . Long esophagus and intestine. The intestine passes through the pericardial cavity, enwrapped by the ventricle. The male reproductive system presents one genital opening, very long and coiled spermatid duct, prostate gland and penis with laminar shape on the right side of the cephalic region. The female reproductive system has three genital pores (vaginal pore, main female gonopore and enigmatic duct), a reinforcement sac, a spermatophore sac, an ovary with many small parallel digitiformes vilosities, a seminal receptacle and the albumen and capsule glands.

Key words: *Neritina zebra*, anatomy, shell, radula, reproductive system

1. INTRODUÇÃO

Neritimorpha Golikov & Starobogatov, 1975 (= Neritopsina Cox & Knight, 1960), um táxon de Gastropoda, sofreu uma grande radiação adaptativa (KANO; CHIBA; KASE, 2002). Em seu trabalho sobre a filogenia e a sistemática de Gastropoda, Bieler (1992) divide Neritimorpha em quatro superfamílias: Neritoidea Rafinesque, 1815; Titiscanoidea Bergh, 1890; Hydrocenoidea Troschel, 1857 e Helicinoidea Latreille, 1825. Já Ponder e Lindberg (1997) consideram que Neritimorpha possui somente a superfamília Neritoidea, que compreende seis famílias (Neritidae, Phenacolepadidae, Neritopsidae, Helicinidae, Hydrocenidae e Titiscaniidae). Kano, Chiba e Kase (2002) classificam as mais de 450 espécies viventes deste grupo em sete famílias, as mesmas seis famílias propostas por Ponder e Lindberg (1997), acrescidas da família Neritiliidae, mais recente.

Neritimorpha foi mostrado como sendo um grupo distinto de Archaeogastropoda por Bourne (1908). Entretanto, foi colocado dentro de Archaeogastropoda por Thiele (1925 *apud* LINDBERG; PONDER, 2001). Isso foi aceito pela maioria dos trabalhos subsequentes com poucas exceções (notavelmente MORTON; YONGE, 1964), até Haszprunar (1988) reavaliar a filogenia de Gastropoda. Entre os tradicionais Archaeogastropoda, Neritimorpha tem sido por muito tempo conhecido por suas fortes afinidades com Caenogastropoda, e sua remoção dos arqueogastrópodes tem sido repetidamente advogada (BIELER, 1992). Eles formam um grupo claramente definido por numerosos apomorfismos em suas anatomias, morfologia das conchas, desenvolvimento embrionário, ultra-estrutura espermática e cromossomos sexuais (BIELER, 1992).

Neritimorpha tem origem provavelmente no Paleozóico (PONDER; LINDBERG, 1997). O registro fóssil deste grupo se estende até o Devoniano Médio, a cerca de 375 milhões de anos e, possivelmente, tão cedo quanto o Ordoviciano, a cerca de 500 milhões de anos (KANO; CHIBA; KASE, 2002).

Os Neritimorpha são gastrópodes detritívoros e herbívoros, que habitam ambientes marinhos, de água doce ou terrestres (PONDER; LINDBERG, 1997). Múltiplas invasões na água doce e terrestres têm sido sugeridas (BANDEL; KIEL, 2003; KANO; CHIBA; KASE, 2002; PONDER; LINDBERG, 1997). Os cenários estudados indicam que os membros desse grupo invadiram os ambientes de água salobra e doce pelo menos quatro vezes durante o Mesozóico (BANDEL; KIEL, 2003).

Nos mares tropicais e subtropicais no Recente, os Neritimorpha aparecem em zonas entre marés, águas rasas subtidais e cavernas submarinas escuras, bem como em fontes hidrotermais de águas profundas e fendas de óleo e gás (KANO; CHIBA; KASE, 2002).

As conchas dos Neritimorpha adultos variam de 1,5 mm a mais de 15 cm de comprimento e exibem uma variedade de formas e ornamentações, incluindo formas conispirais, lisas, pateliformes e com espinhos (KANO; CHIBA; KASE, 2002). Neritimorpha representa o mais antigo e primitivo dos grupos viventes de Gastropoda com concha larval secretada em adição a concha embrionária pela larva planctotrófica (BANDEL, 2007; BANDEL; KIEL, 2003). Membros da família Neritopsidea Gray, 1847 não reabsorveram as paredes internas da concha, enquanto que as paredes internas são reabsorvidas em Neritidae Rafinesque, 1815 e Pileolidae Bandel, Grundel e Maxwell, 2000 (família fóssil) (BANDEL; KIEL, 2003).

Os neritídeos (Neritidae Rafinesque, 1815) são os mais comuns e familiares membros de Neritimorpha (KANO; CHIBA; KASE, 2002). Neritidae é comum no Recente, especialmente em ambientes de águas rasas (ANDRZEJ; PRZEMYSLAW, 2005). Eles são encontrados nas regiões entre marés e no supralitoral de substratos rochosos e de manguezais desde os trópicos até as zonas temperadas (por exemplo, *Nerita*), bem como em águas salobras e doces (como *Theodoxus*, *Clithon*, *Neritina* e *Septaria*) (ANDRZEJ; PRZEMYSLAW, 2005; HAYNES, 1988; KANO; CHIBA; KASE, 2002; LITTLE, 1972; MATTHEWS-CASCON; PINHEIRO; MATTHEWS, 1990; TAN; CLEMENTS, 2008). Apesar dessas diferenças de habitats, a organização anatômica em geral é similar em todos os membros desse grupo (LITTLE, 1972).

São bem representados no Caribe e no Panamá (HYMAN, 1967). São animais herbívoros, alimentando-se de microalgas, e de hábitos noturnos (MATTHEWS-CASCON; PINHEIRO; MATTHEWS, 1990). Inúmeros fósseis do Mesozóico têm sido atribuídos a Neritidae, o mais antigo aparecendo no Triássico Inferior, mas isso não é necessariamente uma prova da história independente de Neritidae desde o Triássico (KANO; CHIBA; KASE, 2002). Além disso, a concha semi-esférica, típica dos neritídeos viventes, parece ser uma condição plesiomórfica, de onde derivou a diversidade de formas de conchas de todo o grupo Neritimorpha, exceto Neritopsidae (KANO; CHIBA; KASE, 2002).

Durante o Triássico, neritídeos capazes de dissolver a parede interna da concha apareceram (KAIM; SZTAJNER, 2005). O opérculo típico de Neritidae (aragonítico, paucispiral com apófise) permanece desconhecido no Jurássico e Cretáceo, porque fósseis de aragonita são geralmente raros em substratos antigos (KAIM; SZTAJNER, 2005).

O sucesso evolucionário de Neritidae pode ser devido ao aumento da força de fechamento da concha, manifestado pela ampliação dos músculos columelares, podendo esta ser uma modificação contra o ataque de predadores (provavelmente caranguejos), que também ajudou na prevenção contra a dessecação durante a maré baixa (ANDRZEJ; PRZEMYSLAW, 2005).

A família Neritidae é caracterizada pela concha cônica, em geral, globosa com poucas voltas, espira baixa (HYMAN, 1967) e sem columela, apresentando em seu lugar um septo (PONDER; LINDBERG, 1997); opérculo calcário e epipódio ausente; uma brânquia esquerda bipectinada; rádula rhipidoglossa; aurícula direita reduzida ou ausente e um único nefrídio, que funciona como gonoducto (HYMAN, 1967; PONDER; LINDBERG, 1997). Possui ainda um complexo sistema feminino, que possui dois ou três gonoporos (HYMAN, 1967). Os nerítídeos podem ser extremamente polimórficos, com as conchas de algumas espécies possuindo uma grande variedade de cores e padrões (TAN; CLEMENTS, 2008).

A família Neritidae é representada na costa brasileira por cinco espécies: *Nerita ascensionis* Gmelin, 1791, *Nerita fulgurans* Gmelin, 1791, *Nerita tessellata* Gmelin, 1791, *Neritina virginea* (Linnaeus, 1758) e *Neritina zebra* (Bruguière, 1792) (RIOS, 1994).

De acordo com Flores e Cárceres (1973), as espécies do gênero *Neritina* habitam ambientes arenosos e lamosos, assim como substratos consolidados, constituídos por madeiras e outros restos vegetais adjacentes à água; podem ser encontrados tanto em regiões emersas quanto submersas, dependendo da maré, mas não são encontradas em áreas expostas. Estes animais são encontrados em agregados nas raízes e árvores nas margens dos rios, formando densas e extensas populações nas áreas estuarinas (MATTHEWS-CASCON; PINHEIRO; MATTHEWS, 1990).

Neritina zebra, a espécie estudada neste trabalho, ocorre no Brasil, desde o Pará até Cabo Frio (RJ), e no Suriname. É uma espécie comum em bancos de lama, em águas salobras (RIOS, 1994). Segundo Fernandes (1990), *N. zebra* é uma espécie tolerante à poluição, que resiste a regimes de limnéticos a eurihalinos. Além disso, segundo Andrade (1984), esta espécie é utilizada no Estado do Pará como alimento e fonte de renda para famílias ribeirinhas, sendo sua concha também utilizada na preparação de argamassa de taipa, junto com outros componentes, como a água e o barro.

Pouco é conhecido a respeito da anatomia de *N. zebra*. Os estudos feitos se restringem a características da concha, do opérculo e da rádula (CALVO, 1987; MATTHEWS-CASCON; PINHEIRO; MATTHEWS, 1990; MIENES, 1991; RIOS, 1994;

RUSSELL, 1941). Este estudo vem, portanto, preencher algumas lacunas existentes a respeito da anatomia desta espécie.

2. OBJETIVOS GERAIS

- Revisar o conteúdo da literatura especializada e acrescentar informações sobre a anatomia de *Neritina zebra*.

2.1. Objetivos específicos

- Descrever a anatomia e a variedade de cores e padrões das conchas de *N. zebra*;
- Descrever o opérculo, os órgãos da cavidade do manto e os sistemas reprodutor e digestivo desta espécie.

3 MATERIAL E MÉTODOS

Para a análise das características das conchas de *Neritina zebra* foram utilizados espécimes conservados em álcool etílico 70% e conchas vazias. Os materiais analisados encontram-se tombados na coleção Malacológica "Prof. Henry Ramos Matthews" (CMPHRM) da Universidade Federal do Ceará (UFC) e na coleção de Moluscos do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP).

Para o estudo das partes moles, indivíduos da espécie *Neritina zebra* foram coletados manualmente na faixa entre marés de uma área de manguezal do rio Ceará, Ceará (S 03°44'11.1" W 038°37'23.6"), durante marés de sizígia entre março e outubro de 2007, e no Parque Estadual do rio Cocó, Fortaleza, CE (S 03°45'06.5" W 038°29'00.0"), em julho de 2008.

Os animais coletados para a análise anatômica foram levados ao Laboratório de Invertebrados Marinhos do Ceará (LIMCE) do Departamento de Biologia da Universidade Federal do Ceará. Alguns indivíduos foram então congelados e, depois, conservados em álcool etílico 70%. Outros foram anestesiados e em seguida colocados em álcool etílico 70%. A análise morfológica foi realizada no Laboratório de Malacologia do Museu de Zoologia da Universidade de São Paulo (MZUSP) e no Laboratório de Invertebrados Marinhos do Ceará (LIMCE - UFC).

As conchas tombadas na coleção Malacológica "Prof. Henry Ramos Matthews" (CMPHRM) da Universidade Federal do Ceará (UFC) foram medidas em altura e largura (Fig. 1.1), com o auxílio de um paquímetro digital de 0,01 mm de precisão.

A observação das partes moles foi feita através de microscópio estereoscópico com câmera digital acoplada.

Foi realizada microscopia eletrônica de varredura (MEV) para observação da protoconcha.

As rádulas foram retiradas diretamente por dissecação. Estas foram posteriormente fervidas em uma solução saturada de hidróxido de potássio (KOH) para retirada de restos orgânicos, medidas com lâmina milimetrada e observadas através de lâminas a fresco sob microscópio óptico com câmera digital acoplada. Algumas rádulas foram coradas com solução alcoólica 2% de Vermelho Congo para uma melhor visualização dos dentes. Foi ainda realizada a microscopia eletrônica de varredura (MEV) da rádula no Museu

de Zoologia da USP (MZUSP) e no Laboratório de Caracterização de Materiais (LACAM-UFC).

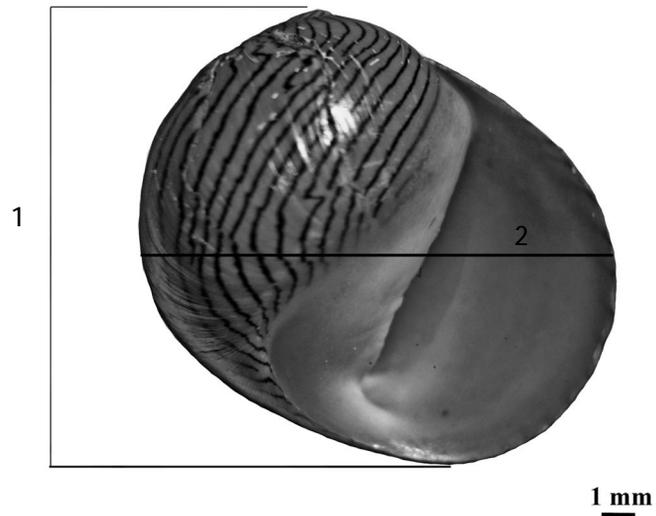


Figura 1.1 - Morfometria da concha de *Neritina zebra*. **1.** Altura da concha; **2.** Largura da concha.

4 RESULTADOS

Família NERITIDAE

Gênero *Neritina* Rafinesque, 1815

Neritina Rafinesque, 1815: Diaz e Puyana (1994, p. 122); Calvo (1987, p. 31); Matthews-Cascon, Pinheiro e Matthews (1990, p. 51); Rios (1994, p. 45); Russell (1941, p. 373).

Concha lisa, leve, fina, globosa, porcelanosa, turbiniforme a pateliforme, com espira baixa, de sutura bem marcada. Volta corporal bem desenvolvida. Absorção das paredes internas. Área parietal lisa, polida e convexa. Lábio externo com margem fina, espessado internamente, por calo liso e estreito, que se localiza atrás da região onde se encaixa o opérculo. Lábio interno liso ou finamente denteado. Opérculo calcário, paucispiral e com núcleo excêntrico. Coloração e desenhos com grande variação.

Neritina zebra (Bruguière, 1792)

Neritina zebra (Bruguière, 1792): Calvo (1987, p. 31); Matthews-Cascon, Pinheiro e Matthews (1990, p. 53); Rios (1994, p. 46); Russell (1941, p. 390).

Descrição:

Concha (Figuras 1.2 – 1.6): Concha globosa. Considerando os exemplares examinados, as conchas atingiram até 21,30 mm de altura e até 24,60 mm de largura. Protoconcha com 1,5 voltas e teleoconcha com 3,5 voltas. Perióstraco bem fino. Superfície externa da concha com cores variando de amarelo a marrom bem escuro, com listras axiais de cor preta de diferentes padrões e espessuras. As listras podem ser retas, curvas ou em “ziguezague”. Alguns espécimes não apresentam listras. Espira baixa. Protoconcha erodida em quase todos os exemplares analisados. Sutura bem marcada; linhas escuras finas às vezes presentes margeando as suturas. Volta corporal lisa, representando a maior parte da concha. Abertura semilunar, atingindo cerca de 2/3 da volta corporal. Lábio externo com margem fina, espessado internamente, formando um calo, onde se encaixa o opérculo. Lábio interno apresentando um dentículo largo na parte inferior, seguido por uma fileira de dentículos

menores (4 a 14 dentículos). Região parietal lisa, convexa, de coloração esbranquiçada a amarelo escuro. Columela formando um septo transversal, que divide a concha em duas câmaras, uma anterior e outra posterior.

Opérculo (Figuras 1.7 e 1.8): Opérculo calcário e liso, com apófise bifurcada. Parte externa com linhas de crescimento surgindo a partir do núcleo. Coloração variando de preto azulado a marrom bem claro.

Massa cefalopediosa (Figuras 1.9, 1.11 e 1.12): A espécie apresenta coloração marrom escuro com linhas de cor preta, sendo essa coloração perdida na preservação em álcool etílico 70%; cabeça bem definida com omatóforos e tentáculos separados na extremidade anterior. Os tentáculos são longos e finos, apresentando listras de cor preta. Os olhos localizam-se na extremidade distal dos omatóforos, que são mais externos e menores do que os tentáculos. Pé com formato ovalado, baixo e bastante delgado, apresentando cor escura e listras circulares de cor preta, base do pé sem pigmentação. Os músculos columelares são bem desenvolvidos, com duas partes de tamanhos diferentes (parte esquerda menor), que possuem marcas longitudinais; está localizado ventralmente em relação à massa visceral e lateralmente em relação à cabeça do animal.

Órgãos da cavidade do manto (Figuras 1.10 e 1.11): Manto fino, de coloração escura, sendo esta perdida na preservação do espécime em álcool etílico 70%; colar do manto espesso, sem reentrância. A brânquia bipectinada é longa e larga, mas estreita-se gradualmente, formando uma extremidade afilada. Esta se localiza do lado esquerdo da cavidade do manto e dobra-se por detrás da cabeça do animal em direção ao lado direito. O osfrádio encontra-se à frente da membrana suspensória da brânquia, do lado esquerdo do manto e à frente do final anterior do músculo columelar esquerdo. Reto longo e ânus um pouco distante da extremidade direita do manto. Não foi observada glândula hipobranquial.

Coração (Figura 1.13): coração localizado atrás do final posterior da brânquia, apresentando um átrio e um ventrículo.

Sistema digestivo (Figuras 1.11, 1.14, 1.15 e 1.22): A boca é circular, circundada por finas projeções sensoriais. Não apresenta probóscide. Não foram observadas glândulas salivares. A massa bucal apresenta “bolsters” (estrutura de suporte), também chamados de cartilagens. Rádula do tipo rhipidoglossa, apresentando a fórmula geral .5.1.5. , ou seja, inúmeros dentes marginais, 5 dentes laterais e 1 dente raquidiano em cada fileira transversal. O dente raquidiano (**r**) possui forma subquadrangular. O primeiro par de dentes laterais (**11**) tem formato claviforme e é bifurcado. O segundo (**12**) e o terceiro (**13**) pares de dentes laterais são pequenos e sub-ovais. O quarto par (**14**) tem forma de Y e se encontra pressionado contra a

base do quinto par de dentes laterais. O quinto par (**15**) apresenta a borda cortante com uma cúspide principal interna, seguida por um número variável de cúspides menores (13 - 15). Os dentes marginais são alongados, em forma de cunha e serreados. Esôfago longo. Glândula digestiva localizada junto às glândulas reprodutivas (ovário ou testículo). Não foi possível a visualização do estômago, devido ao fato deste estar coberto pelas glândulas digestivas e reprodutivas. Intestino longo, passando através da cavidade pericardial, estando envolvido pelo ventrículo. Reto estreito e longo e ânus pequeno.

Sistema reprodutivo. Macho (Figuras 1.16 – 1.19): Apresenta testículo; ducto espermático (também chamado epidídimo) longo e enrolado, com dilatações em intervalos; glândula prostática e uma abertura genital (poro), ao lado do ânus, por onde sai o espermátóforo. Possui o órgão copulador (pênis) localizado do lado direito da região cefálica entre os tentáculos. Este possui um formato laminar, alargado na base, afilando na região distal. Apresenta uma papila próxima a sua abertura e um sulco do lado anterior direito.

Fêmea (Figuras 1.20 a 1.22): Apresenta ovário com várias vilosidades digitiformes paralelas; saco do espermátóforo com formato globoso, onde os espermátóforos são armazenados; receptáculo seminal e glândulas de albúmen e da cápsula que formam um único conjunto, que só pode ser diferenciado histologicamente. Possui três poros genitais – um vaginal, um “gonoporo principal” (para a saída das cápsulas) e o terceiro, o “ducto enigmático”. Os dois últimos poros foram denominados assim por Hyman (1967). Próximo ao gonoporo principal localiza-se uma estrutura denominada saco de reforço, que armazena a areia que é colocada sobre a cápsula de ovos. Ao poro vaginal segue-se uma vagina longa e estreita que conduz ao saco do espermátóforo.

Material examinado: Conchas: CMPHRM 2090, Rio Pacoti, Aquiraz, CE, 1986, L. L. Sousa col.; **CMPHRM 2096**, Parque do Cocó, Fortaleza, CE, 5/vi/2005, C. A. Rocha-Barreira col.; **CMPHRM 2424**, Manguezal do rio Ceará, CE, 20/vii/2005, H. M. Cascon & C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2425**, Manguezal do rio Ceará, CE, 15/ix/2005, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2426**, Manguezal do rio Ceará, CE, 15/ix/2005, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2427**, Manguezal do rio Ceará, CE, 17/x/2005, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2428**, Manguezal do rio Ceará, CE, 01/ii/2006, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2738**, Porto do Mucuripe, Fortaleza, CE, vi/2002; **CMPHRM 2746**, Praia do Canto da Barra, Fortim, CE, 13/xii/2001, C. A. Rocha-Barreira & Araújo col.; **CMPHRM 2750**, Praia do Canto da Barra, Fortim, CE, 13/xii/2001, C. A. Rocha-Barreira & Araújo col.; **CMPHRM 2661**, Manguezal do rio Ceará, CE, 2007, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2663**, Manguezal do rio Ceará, CE, 17/ii/2008, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2666**, Manguezal do rio Ceará, CE, iii/2008, C. X.

Barroso col.; **CMPHRM 2667**, Rio Guamá (UFPA), Belém, PA, vi/2008, L. Belúcio col.; **CMPHRM 2668**, Manguezal do rio Ceará, CE, iii/2008, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2669**, Manguezal do rio Ceará, CE, 2007, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2670**, Belém, PA, E. Lobato col.; **CMPHRM 2671**, Terminal Portuário do Pecém, São Gonçalo do Amarante, CE, 02/vii/2008, S. G. Rabay col.; **CMPHRM 2672**, Manguezal do rio Ceará, CE, 27/iii/2008, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2673**, Manguezal do rio Ceará, CE, iv/2007, C. X. Barroso col.; **MZSP 369**, Bahia, v-vii/1996, Bicego col.; **MZSP 1953**, Canavieiras, BA; **MZSP 15293**, São João da Barra, Atafona, RJ, vii/1963; **MZSP 17420**, Iguape, SP; **MZSP 17428**, Canal de ligação entre Lagoa Manguaba e Lagoa Norte, AL, 1952, P. S. Cardoso col.; **MZSP 24394**, Abaetetuba, PA, 5-7/vi/1958, Exp. DZ; **MZSP 24395**, Vigia, PA, 7/viii/1979, J. C. Oliveira col.; **MZSP 24396**, Vigia, PA, xii/1978, Julieta col.; **MZSP 24397**, Belém, PA, 1944, A. Amaral col.; **MZSP 24398**, Iguarapé-Miri, Vila Maiauatá (Iguarapé Oruzinho), PA, 27/viii/1970, EPA col.; **MZSP 24399**, Cachoeira, Rio Paraguaçu, BA, 1939, M. Roxo col.; **MZSP 24400**, Iguape, SP, xi/1901, Wacht col.; **MZSP 24401**, Bahia, v-vii/1896, Bicego col.; **MZSP 26850**, Ilha de Itaparica, BA, R. Farani e E. Cristina col.; **MZSP 28204**, Macapá, Estação Ecológica Maracá-Jipioca, Siriubal (solo), AP, 27/x/1995, M. Fernandes col.; **MZSP 33673**, Ilha de Marajó, PA, ii/1967, A .M. Camargo col.; **MZSP 33700**, Belém, PA, 1954, M. P. Oliveira col.; **MZSP 33834**, Ilha de Itaparica, BA, xi/1974, J. Vaz col.; **MZSP 35609**, Mosqueiro, Belém, PA, 11/ii/1996, S. A. Vanin col.; **MZSP 36895**, Pq. Do Museu Emilio Goeldi, Belém, PA, 21/i/1974, P. E. Vanzolini col.; **MZSP 45114**, Baixo Salgado, Vigia, Itapua, PA, vii/1978; **MZSP 54337**, Mosqueiro, PA, 11/ii/1984, L. Mourgues col.; **MZSP 59074**, Piúma, ES, 20/vii/1976, A. M. Guimarães col.; **MZSP 65186**, Rio Camocim, CE, ix/2002, A. Bianchi col.; **MZSP 69312**, Rio Camocim, CE, ix/2002, A. Bianchi col.; **MZSP 72044**, Rio Camocim, CE, i/2003, A. Bianchi col.; **MZSP 79651**, Salvador, BA, i/1979, L. A. Ferreira col.; **MZSP 81103**, Ilha do Marajó, PA, 1972, L. R. Simone col.; **MZSP 83539**, Fortaleza, CE, 1981, L. R. Simone col..

Parte mole: CMPHRM 2660, Manguezal do rio Ceará, CE, iii/2007, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2662**, Manguezal do rio Ceará, CE, viii/2008, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2664**, Parque do Cocó, Fortaleza, CE, 25/vii/2008, C. X. Barroso col.; **CMPHRM 2665**, Manguezal do rio Ceará, CE, iii/2008, C. X. Barroso col.; **MZSP 87779**, Manguezal do estuário do Rio Ceará, Fortaleza, CE, 13/viii/2007, C. X. Barroso col..

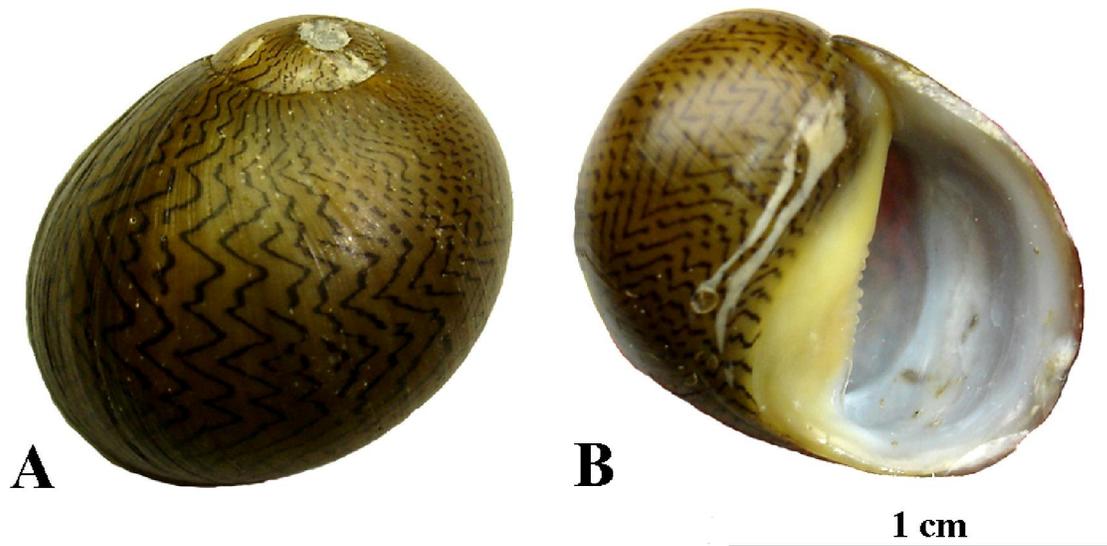


Figura 1.2 – Concha de adulto de *Neritina zebra*. **A.** Vista dorsal; **B.** Vista ventral.

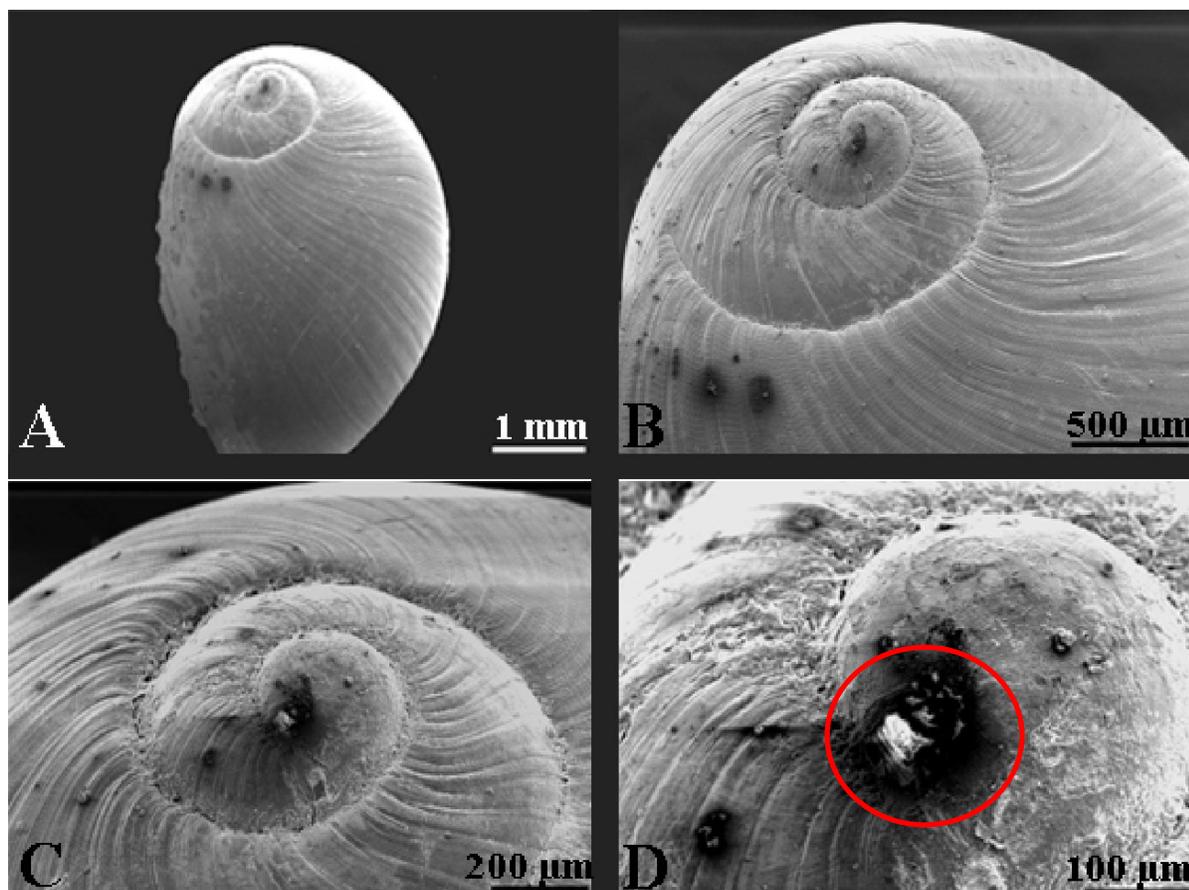


Figura 1.3 – Microscopia eletrônica de varredura de uma concha jovem de *N. zebra*. **A.** Vista geral da concha, mostrando as linhas de crescimento; **B.** Voltas da protoconcha e da teleoconcha; **C.** Protoconcha em maior detalhe; **D.** Início da erosão da protoconcha, em destaque.



Figura 1.4 – Conchas de *Neritina zebra*, apresentado diferentes cores, variando de marrom bem escuro a amarelo. A última concha do lado direito da segunda fileira foi tratada com hipoclorito de sódio.



Figura 1.5 – Desenhos de conchas de *Neritina zebra*, apresentando diferentes padrões das listras axiais. Estas podem ser retas, curvas ou em “ziguezague”, com alguns espécimes não apresentando listras.



Figura 1.6 – Septo transversal presente na parte interna da concha de *Neritina zebra*.

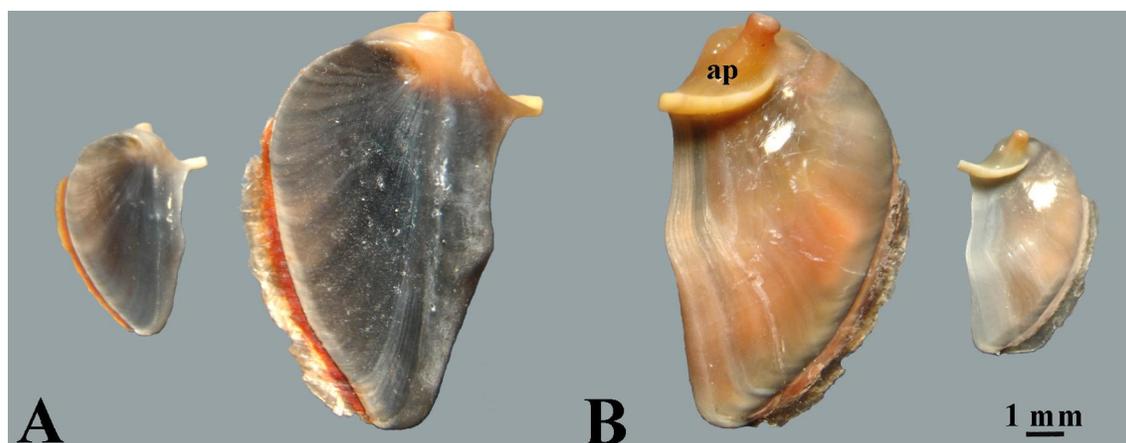


Figura 1.7 – Opérculos calcários de *N. zebra* de diferentes tamanhos. **A.** Vista externa; **B.** Vista interna, destacando a apófise bifurcada. Legenda: **ap.** apófise.

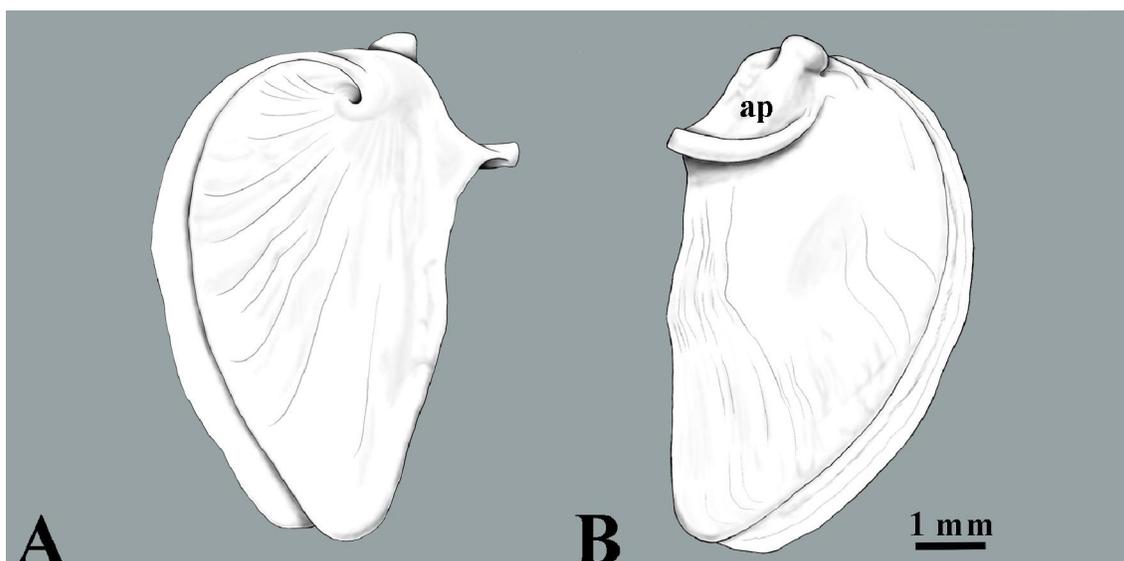


Figura 1.8 – Desenho esquemático do opérculo calcário de *N. zebra*. Legenda: **ap.** apófise.



Figura 1.9 – Coloração do corpo de *Neritina zebra*. **A**. Animal fixado; **B**, **C** e **D**. Animal vivo.

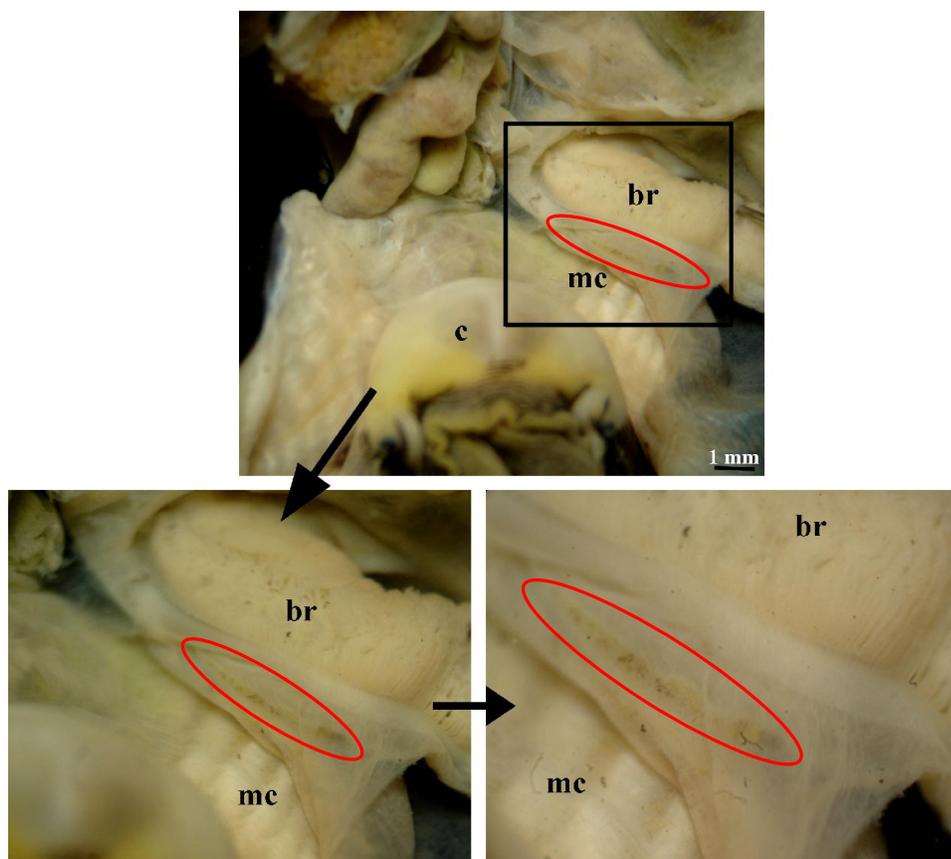


Figura 1.10 – Osfrádio (em destaque) de *Neritina zebra*, localizado à frente da membrana suspensória da brânquia (**br**), do lado esquerdo do manto e à frente do final anterior do músculo columelar esquerdo (**mc**). Legenda: **c**. cabeça.

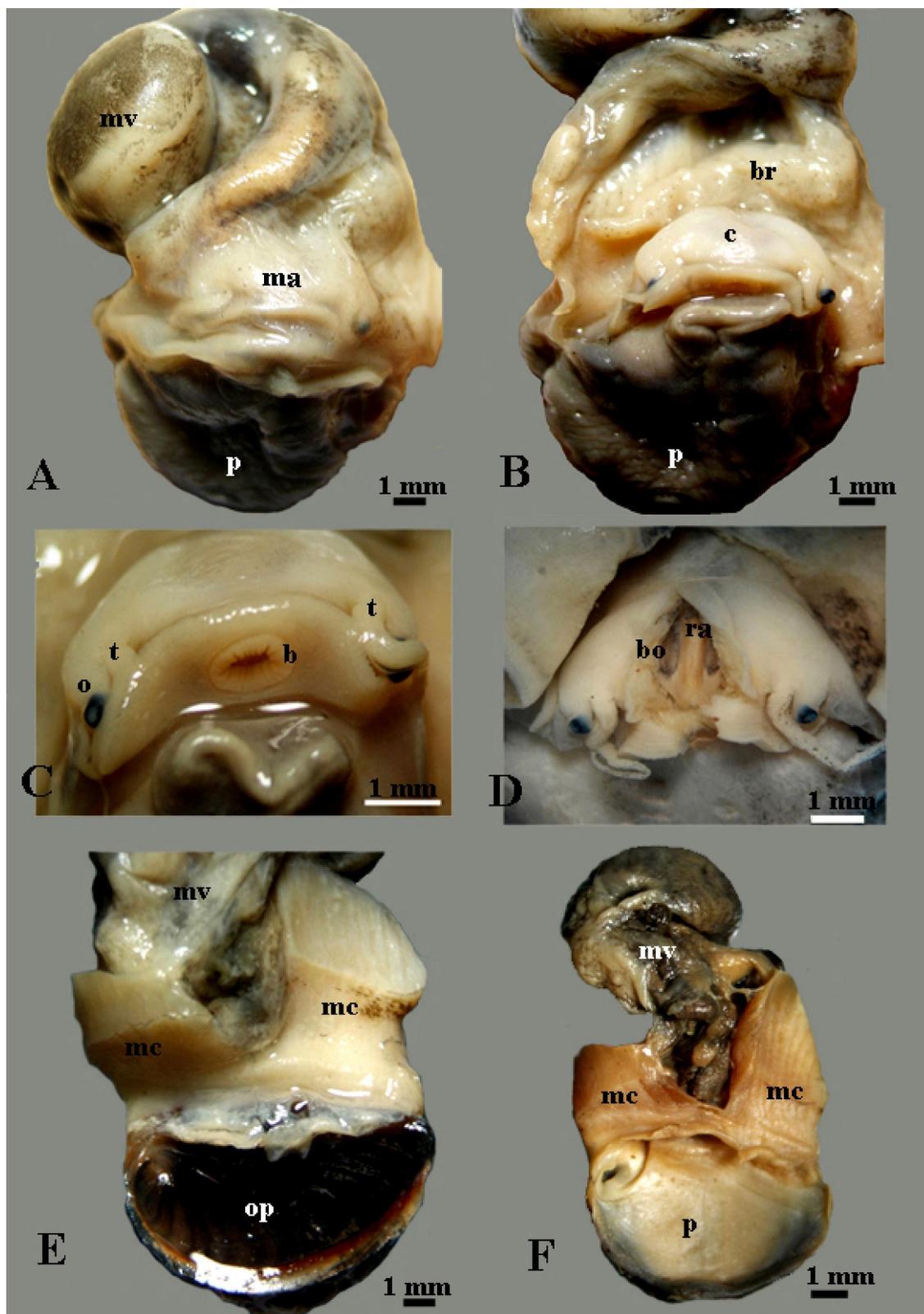


Figura 1.11 - Anatomia de *Neritina zebra*. **A.** Vista dorsal de uma fêmea com o corpo coberto pelo manto (**ma**); **B.** Vista dorsal de uma fêmea com o manto retirado, destacando o posicionamento da brânquia (**br**) na cavidade palial; **C.** Região cefálica de uma fêmea, destacando os omatóforos com olhos na extremidade (**o**), tentáculos (**t**) e a boca circular (**b**), com finas projeções sensoriais; **D.** Corte longitudinal na região cefálica, destacando os “bolsters” (**bo**) e rádula (**ra**); **E.** e **F.** Vista ventral de uma fêmea, destacando o formato do músculo columelar (**mc**) e a inserção do opérculo (**op**) no pé. Legenda: **c.** cabeça; **mv.** massa visceral; **p.** pé.

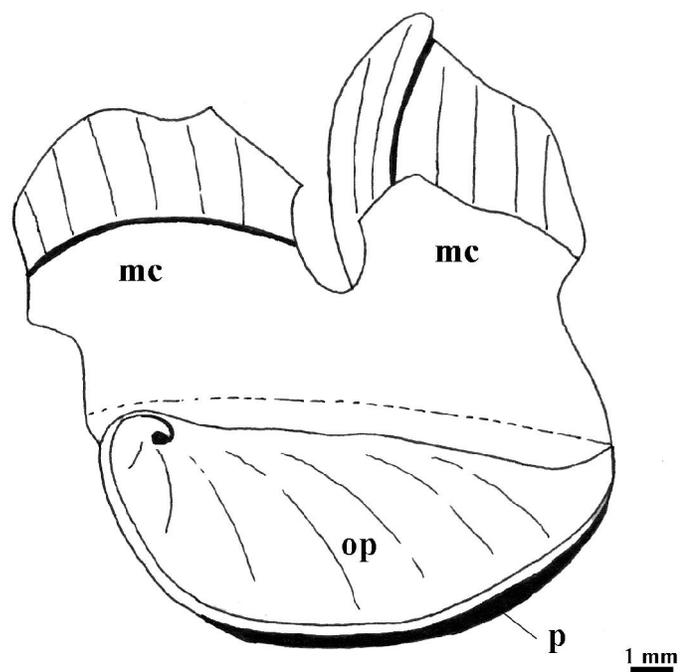


Figura 1.12 – Desenho esquemático do músculo columelar de *N. zebra*. Legenda: **mc.** músculo columelar; **op.** opérculo; **p.** pé.

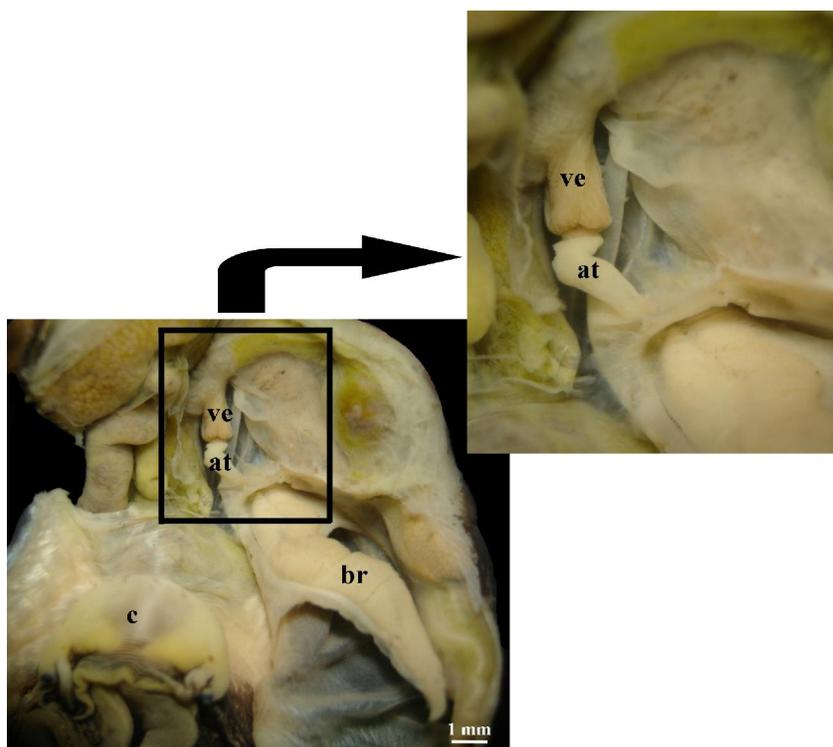


Figura 1.13 – Coração de *Neritina zebra*, apresentando um átrio (**at**) e um ventrículo (**ve**). Legenda: **br.** brânquia; **c.** cabeça.

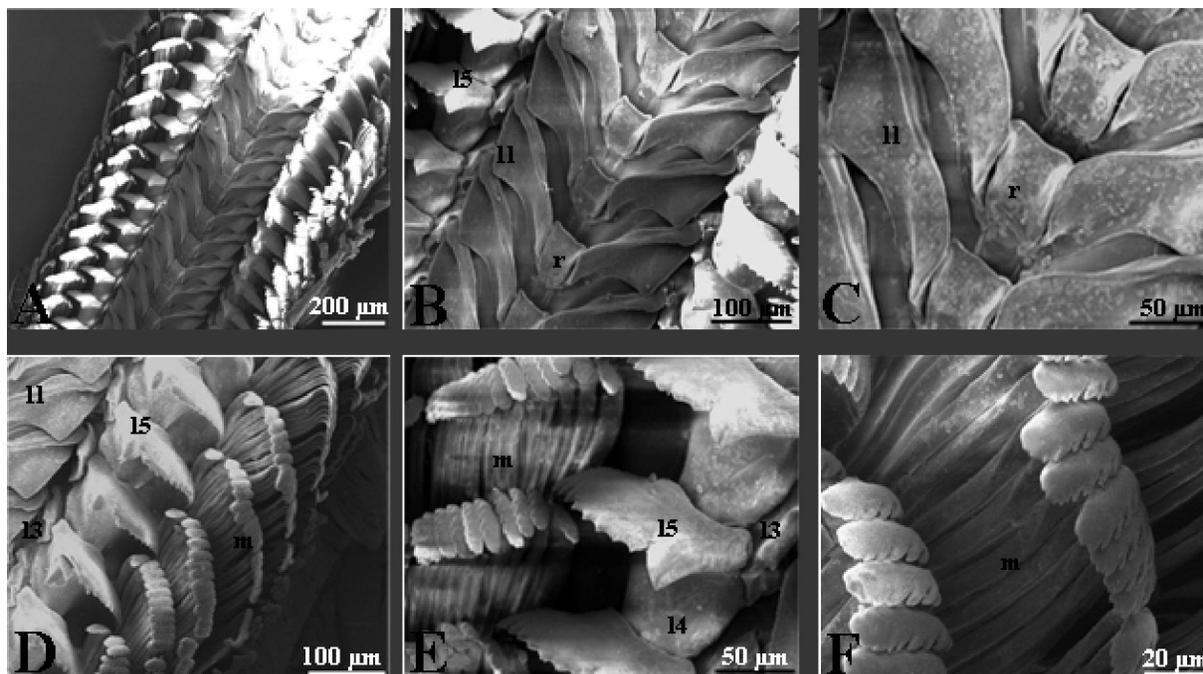


Figura 1.14 – Microscopia eletrônica de varredura da rádula de *Neritina zebra*. **A.** Vista geral da rádula; **B.** Vista parcial da rádula, destacando os dentes raquidiano (**r**), primeiro lateral (**l1**) e quinto lateral (**l5**); **C.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes raquidiano (**r**) e primeiro lateral (**l1**); **D.** Vista parcial da rádula, destacando os dentes primeiro lateral (**l1**), terceiro lateral (**l3**), quinto lateral (**l5**) e marginais (**m**); **E.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes terceiro lateral (**l3**), quarto lateral (**l4**), quinto lateral (**l5**) e marginais (**m**); **F.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes marginais, serrados e em forma de cunha (**m**).

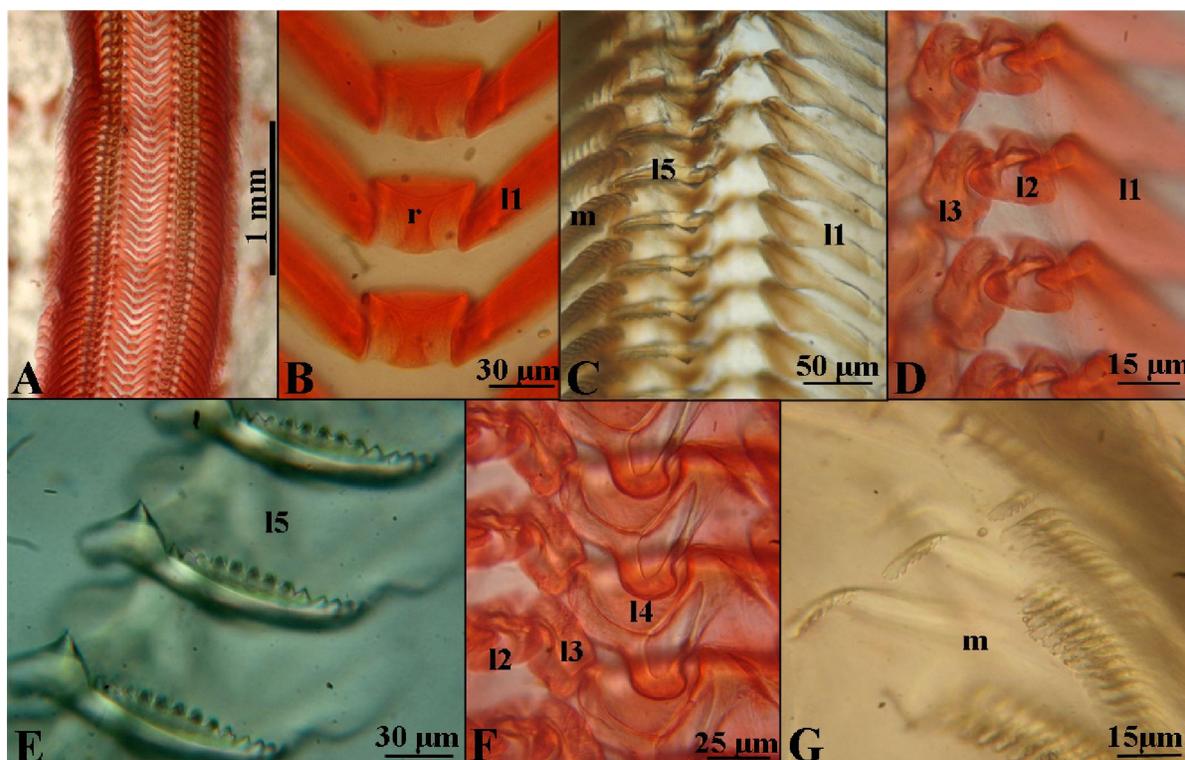


Figura 1.15 – Microscopia óptica da rádula de *Neritina zebra*. **A.** Vista geral da rádula; **B.** Vista parcial da rádula, destacando os dentes raquidiano (**r**) e primeiro lateral (**l1**); **C.** Vista parcial da rádula, destacando os dentes primeiro lateral (**l1**), quinto lateral (**l5**) e marginais (**m**); **D.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes primeiro lateral (**l1**), segundo lateral (**l2**) e terceiro lateral (**l3**); **E.** Vista parcial da rádula, detalhando quinto dente lateral (**l5**); **F.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes segundo lateral (**l2**), terceiro lateral (**l3**) e quarto lateral (**l4**); **G.** Vista parcial da rádula, detalhando os dentes marginais (**m**).

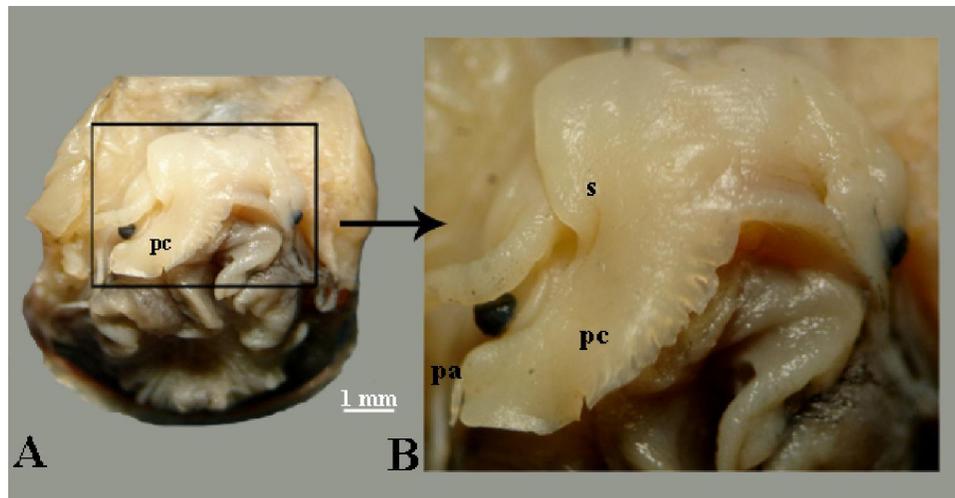


Figura 1.16 - Anatomia de *N. zebra* - Sistema reprodutor masculino; **A.** Vista anterior dorsal de um macho, destacando o pênis cefálico (**pc**); **B.** Detalhe do pênis cefálico (**pc**), destacando o sulco (**s**) e a papila (**pa**) presentes nessa estrutura.

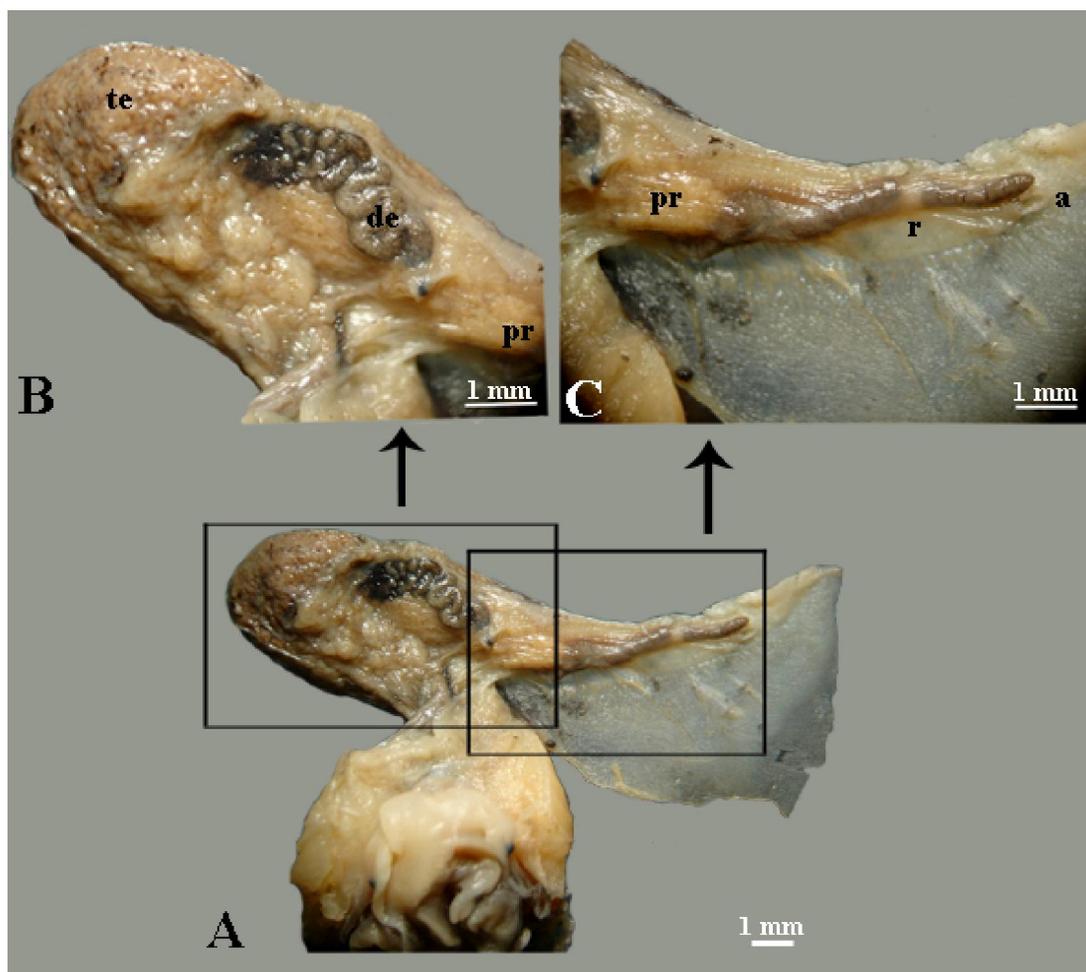


Figura 1.17 - Anatomia de *N. zebra* - Sistema reprodutor masculino; **A.** Vista interna da cavidade do manto de um macho, em destaque partes do sistema reprodutor masculino; **B.** Parte do sistema reprodutor masculino, masculino, destacando o ducto espermático (**de**), os testículos (**te**) e a próstata (**pr**); **C.** Detalhe da glândula prostática (**pr**), reto (**re**) e ânus (**a**).

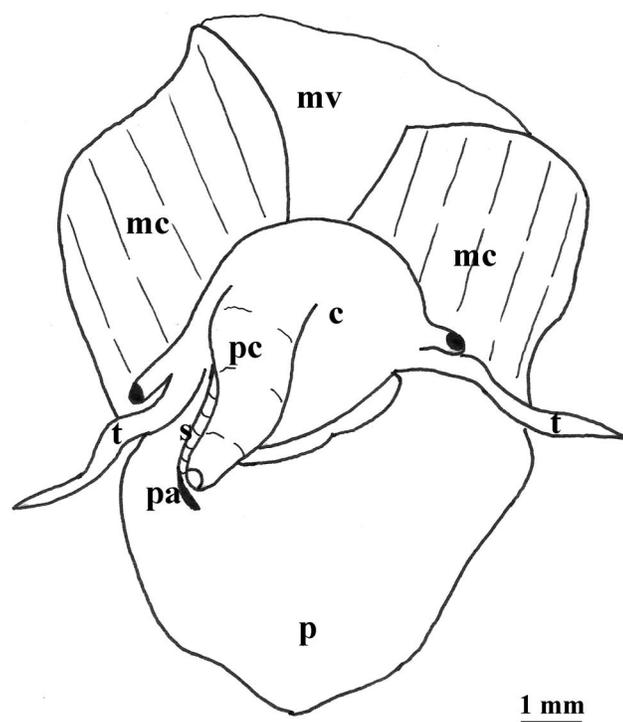


Figura 1.18 – Desenho esquemático de um macho de *N. zebra*, mostrando parte de seu sistema reprodutor. Legenda: **c.** cabeça; **mc.** músculo columelar; **mv.** massa visceral; **p.** pé; **pa.** papila; **pc.** pênis cefálico; **s.** sulco; **t.** tentáculo.

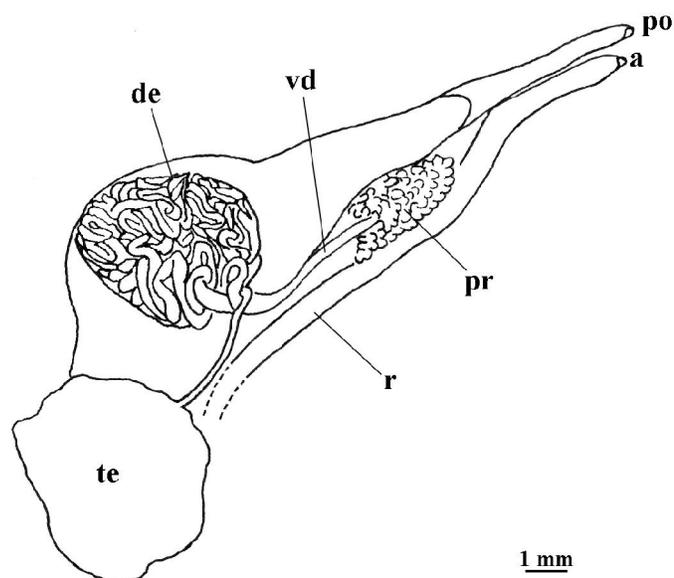


Figura 1.19 – Desenho esquemático do sistema reprodutor masculino de *N. zebra*. Legenda: **a.** ânus; **de.** ducto espermático; **po.** poro; **pr.** glândula prostática; **r.** reto; **te.** testículo; **vd.** vaso deferente.

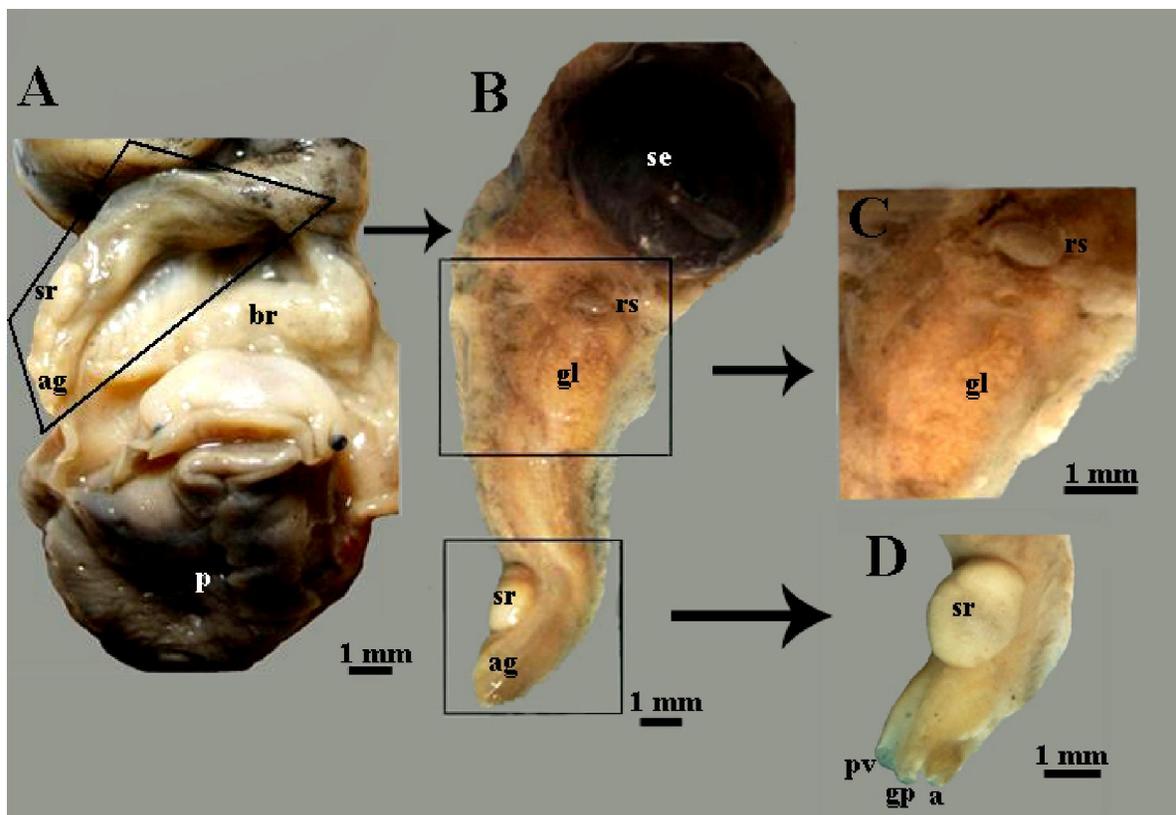


Figura 1.20 - Anatomia de *N. zebra* - Sistema reprodutor feminino; **A.** Vista interna da cavidade do manto de uma fêmea, em destaque parte do sistema reprodutor feminino; **B.** Parte do sistema reprodutor feminino, destacando as aberturas genitais (**ag**), as glândulas de albúmen e da cápsula (**gl**), o receptáculo seminal (**rs**), o saco espermático (**se**) e o saco de reforço (**sr**); **C.** Detalhe das glândulas da cápsula e de albúmen (**gl**) e do receptáculo seminal (**rs**); **D.** Detalhe de duas aberturas genitais (poro vaginal – **pv** e gonoporo principal – **gp**), ânus (**a**) e saco de reforço (**sr**).
 Legenda: **br.** brânquia; **p.** pé.



Figura 1.21 – Ovário (**ov**) com várias vilosidades digitiformes paralelas e glândula digestiva (**gd**) de *Neritina zebra*.

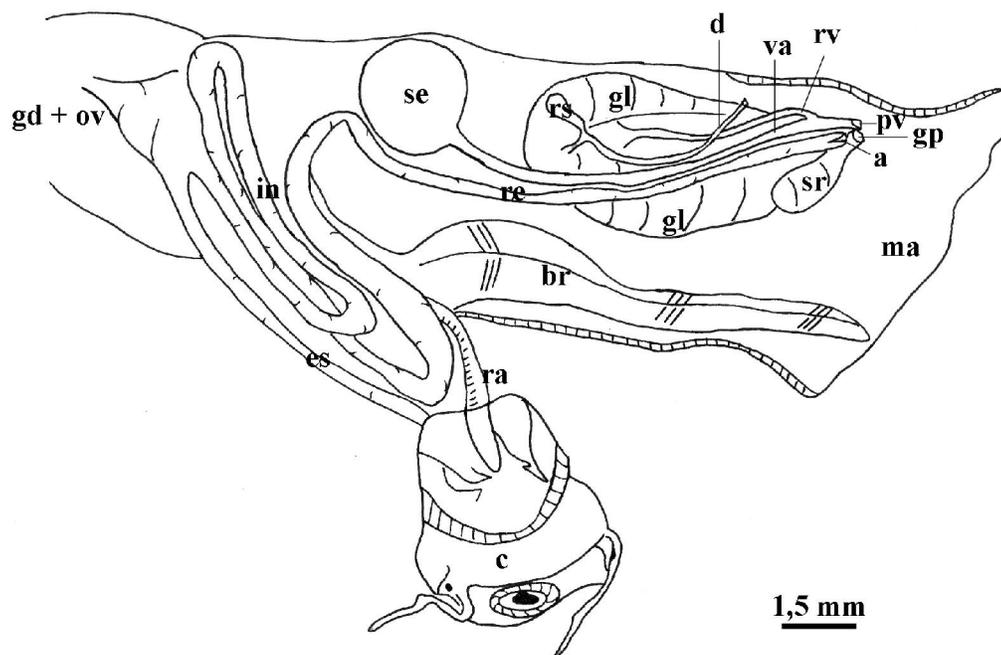


Figura 1.22 – Desenho esquemático dos sistemas digestivo e reprodutor feminino de *N. zebra*. Legenda: **a** ânus; **br.** brânquia; **c.** cabeça; **d.** ducto enigmático; **es.** esôfago; **gd.** glândula digestiva; **gl.** glândulas de albúmen e da cápsula; **gp.** gonoporo principal; **in.** intestino; **ma.** manto; **ov.** ovário; **pv.** poro vaginal; **ra.** rádula; **re.** reto; **rs.** receptáculo seminal; **rv.** ramo da vagina; **se.** saco do espermatóforo; **sr.** saco de reforço; **va.** vagina.

5. DISCUSSÃO

A concha de *Neritina zebra* caracteriza-se pela ausência de columela, estrutura típica de Gastropoda. Essa ausência é uma consequência da reabsorção das paredes internas da concha, característica da família Neritidae (ANDRZEJ; PRZEMYSŁAW, 2005; BANDEL; KIEL, 2003; FRETTER; GRAHAM, 1962). Conseqüentemente, *N. zebra* apresenta modificações morfológicas, como por exemplo, o formato da massa visceral, que é redondo ao invés de espiralado, e o formato do músculo columelar. Para Bourne (1908), o desenvolvimento desigual dos músculos columelares direito e esquerdo (observado no presente estudo em *N. zebra*) está, sem dúvida, relacionado com o desenvolvimento peculiar da concha e a importância do opérculo semilunar. Processos de reabsorção de material calcário são de ocorrência comum em gastrópodes (HYMAN, 1967).

A grande variação de cores e desenhos nas conchas apresentada por *N. zebra* é uma característica típica do gênero *Neritina* (MATTHEWS-CASCON; PINHEIRO; MATTHEWS, 1990).

As descrições dos dentes da rádula de *N. zebra* feitas no presente trabalho corroboram as observações feitas por Calvo (1987) para a rádula desta espécie, com exceção do número de dentículos presente no quinto par de dentes laterais. Segundo Russel (1941), a variação no número de cúspides do dente lateral nas rádulas de Neritidae pode ter como causa a idade. Logo, o número de cúspides não parece ser um caráter infalível para a determinação de espécies. O caráter radular constitui frequentemente, por si só, um excelente critério para diagnosticar gêneros e, quando em associação com outros caracteres, torna-se um instrumento decisivo para a determinação específica (CALVO, 1987; RUSSEL, 1941).

A presença de cartilagens (“bolsters”) (observadas no presente estudo em *N. zebra*), com ausência de uma mandíbula definitiva, é uma característica da família Neritidae (HYMAN, 1967; PONDER; LINDBERG, 1997).

A presença, em *N. zebra*, de um coração com somente um átrio e um ventrículo corrobora a afirmação feita por Estabrooks, Kay e McCarthy (1999), que os neritídeos possuem somente uma aurícula e um ventrículo, ambos com paredes finas. Entretanto, outros autores (BOURNE, 1908; HYMAN, 1967) afirmam que alguns membros da família Neritidae podem possuir um átrio direito reduzido, aparentemente sem função.

A localização do osfrádio em *N. zebra* determinada nesse estudo também é uma característica da família Neritidae (HASZPRUNAR, 1985; LINDBERG; PONDER, 2001).

De acordo com Haszprunar (1985), o osfrádio dos Neritimorpha é similar aos dos Caenogastropoda com respeito à organização do epitélio sensorial, mas diferem nos tipos celulares.

Em seus estudos, Kano, Chiba e Kase (2002) concluíram que os traços reprodutivos talvez sejam as únicas características morfológicas que podem ser utilizadas no diagnóstico de todos os clados de Neritimorpha. O presente estudo corrobora as afirmações feitas por estes autores com relação ao sistema reprodutor feminino. Eles afirmam que, com exceção de Neritopsidae e Hydrocenidae (que possuem fêmeas monáulicas – uma abertura genital), nas outras famílias de Neritimorpha, as fêmeas são usualmente diáulicas (duas aberturas genitais, condição apomórfica), embora em alguns gêneros de Neritidae exista uma terceira abertura, o ducto enigmático, como é o caso de *N. zebra*. Segundo Fretter (1984), o ducto enigmático tem como função eliminar os materiais que não foram utilizados durante o processo reprodutivo, tendo este ducto relação com o saco espermático e o receptáculo seminal.

Ainda segundo Kano, Chiba e Kase (2002), nas famílias Phenacolepadidae e Neritidae, um pênis massivo com um sulco lateral (caráter apomórfico) está presente nos machos, sendo desconhecido nos outros Neritimorpha. Logo, o presente estudo corrobora mais uma vez com os estudos feitos por Kano, Chiba e Kase (2002), pois o macho de *N. zebra* possui pênis com sulco lateral do lado direito da região cefálica.

Atualmente, Neritimorpha é tido como um grupo a parte, mas sua sistemática até o presente está longe de uma classificação verdadeiramente filogenética, apesar do recente progresso da filogenia dos gastrópodes (KANO; CHIBA; KASE, 2002).



Descrição da desova e do desenvolvimento intracapsular de *Neritina zebra* (Bruguière, 1792) (Mollusca: Gastropoda: Neritidae) sob condições de laboratório

RESUMO

Descrição da desova e do desenvolvimento intracapsular de *Neritina zebra* (Bruguière, 1792) (Mollusca: Gastropoda: Neritidae) sob condições de laboratório

O gastrópode *Neritina zebra* está distribuído no Suriname e ao longo da costa do Brasil, desde o Pará até Cabo Frio (Rio de Janeiro), vivendo em bancos de lama, em águas salobras. Os objetivos deste estudo são descrever as desovas de *N. zebra* e acompanhar o seu desenvolvimento embrionário e larval sob condições de laboratório. Foram realizadas duas coletas na área de manguezal do estuário do rio Ceará (março de 2007 e março de 2008). Em cada um desses períodos, foram coletados manualmente 40 espécimes de *N. zebra*, que foram colocados em recipiente plástico e levados ao laboratório para posterior observação da estrutura da cápsula e do desenvolvimento embrionário e larval. Em laboratório, os animais coletados foram colocados dois a dois em 20 caixas plásticas de 400 mL cada, e estas foram colocadas em um aquário de 60 L. Para o acompanhamento diário do desenvolvimento de *Neritina zebra*, foram escolhidas uma caixa em março de 2007 e 12 caixas em março de 2008. A cada dia, era retirada uma cápsula para a observação em microscópio estereoscópico e óptico de luz. As cápsulas de ovos possuem formato oval; a superfície da cápsula em contato com o substrato é plana, enquanto que a superfície oposta é convexa e coberta por grãos de areia de diferentes tamanhos. As cápsulas ainda possuem uma fina membrana que circunda os ovos e uma pequena sutura, próxima a uma de suas extremidades. Dentro da cápsula, os embriões e depois as larvas ficam imersos em um fluido (líquido albuminoso ou albúmen). *Neritina zebra* possui desenvolvimento misto (passando uma parte do seu desenvolvimento dentro da cápsula e outra parte no plâncton). *N. zebra* pode ser uma espécie anfídroma, assim como outras do seu gênero, que habitam ambientes com forte influência de água doce e possuem larva planctotrófica.

Palavras-chave: Neritidae, desenvolvimento intracapsular, larva planctotrófica

ABSTRACT

Spawning and intracapsular development of *Neritina zebra* (Bruguière, 1792) (Mollusca: Gastropoda: Neritidae) under laboratory conditions

The snail *Neritina zebra* is distributed in Suriname and along the coast of Brazil, from Pará to Cabo Frio (Rio de Janeiro), where it lives in muddy bottoms of brackish water environments. The objectives of this study are to describe the spawning of *N. zebra* and to investigate its embryonic and larval development under laboratory conditions. Two samples were made in a mangrove area in the Estuary of the Ceará River (March 2007 and March 2008). In each of these periods, 40 specimens of *N. zebra* were collected manually, placed in plastic container and taken to the laboratory for further observations of the egg capsule deposition, and embryonic and larval development. In the laboratory, the collected animals were placed in 20 plastic boxes (400 mL), two in each box, and these were placed in an aquarium of 60 L. For the daily monitoring of the *N. zebra* development, a box was chosen in March 2007 and 12 in March 2008. Every day, a capsule was removed for observation in a stereoscopic and light microscope. The egg capsules have an oval format; the surface of the capsule in contact with substrate is flat, while the opposite surface is convex and covered by sand grains of different sizes. They also have a thin membrane surrounding the eggs and a small suture, next to one of its ends. Inside the capsules, the embryos and latter the larvae are immersed in a fluid (albuminous liquid or albumen). *Neritina zebra* has mixed development (spend part of development in the plankton and part in encapsulated nonplanktonic). *N. zebra* can be an amphidromous species, as others of the same genus, which inhabits environments with strong influence of freshwater, and has planktotrophic larvae.

Keywords: Neritidae, intracapsular development, planktotrophic larvae

1. INTRODUÇÃO

Os invertebrados marinhos exibem uma notável variedade de modos reprodutivos e de desenvolvimento, tanto dentro como entre os táxons, e essa variação fornece poderosos significados para os estudos comparativos da integração de desenvolvimento, história de vida e evolução (MORAN, 1999).

Baseado em trabalhos sobre ecologia larval de invertebrados bentônicos (JABLONSKI; LUTZ, 1980; THORSON, 1950), dois tipos principais de desenvolvimento larval de invertebrados marinhos são reconhecidos: (1) Planctotrófico: quando envolve uma larva planctotrófica que se alimenta do fitoplâncton; (2) Não-planctotrófico: quando reservas nutritivas permitem que a larva em desenvolvimento alcance a metamorfose sem alimentar-se do fitoplâncton presente no ambiente. Este segundo tipo de desenvolvimento pode ser subdividido em: (2.1) Lecitotrófico: quando a larva lecitotrófica sofre metamorfose após poucas horas ou muitos dias vivendo no plâncton; (2.2) Metamorfose intracapsular: quando a metamorfose ocorre antes da eclosão, chamada erroneamente de desenvolvimento direto.

Outra importante distinção pode ser feita entre espécies com desenvolvimento inteiramente planctônico e espécies que gastam toda ou uma parte de seu desenvolvimento em massas ou cápsulas de ovos (desenvolvimentos planctônico, encapsulado não-planctônico e misto, respectivamente) (PECHENIK, 1979).

Muitos moluscos marinhos e poliquetas têm evoluído a estratégia reprodutiva que envolve a deposição dos embriões em massas ou cápsulas de ovos bentônicas, onde os embriões permanecem até, pelo menos, os primeiros estágios de desenvolvimento (BENKENDORFF; DAVIS; BREMNER, 2001; THORSON, 1950). Muitas espécies marinhas de gastrópodes fornecem aos seus embriões fontes extra-embriônicas de alimento, tais como ovos nutritivos e fluidos nutritivos, que são colocadas dentro da cápsula junto aos ovos fertilizados (CHAPARRO *et al.*, 1999; THORSON, 1950).

O desenvolvimento misto, que incorpora aspectos tanto do desenvolvimento encapsulado não-planctônico quanto do planctônico, é ecologicamente distinto destes dois modos reprodutivos. Por definição, membros de espécies com desenvolvimento misto gastam somente uma porção de seu período pré-juvenil encapsulado (PECHENIK, 1979; PECHENIK, 1999; POULIN; BOLETZKY; FÉRAL, 2001). As larvas podem gastar mais do que algumas horas na coluna d'água, alimentando-se do fitoplâncton e crescendo significativamente antes da metamorfose (CHAPARRO *et al.*, 2005; PECHENIK, 1999;

POULIN; BOLETZKY; FÉRAL, 2001). A energia despendida associada com a encapsulação parece alta, sugerindo que esta deve ter valor de sobrevivência substancial mesmo em histórias de vida mistas (PECHENIK, 1979). As vantagens do desenvolvimento misto são facilmente reconhecidas se a mortalidade no plâncton é menor do que a experimentada pelos embriões encapsulados a deriva sobre o substrato (CHAPARRO *et al.*, 2005; PECHENIK, 1979; PECHENIK, 1999; POULIN; BOLETZKY; FÉRAL, 2001). A encapsulação pode reduzir a mortalidade no desenvolvimento de espécies com ciclo de vida misto simplesmente pela retenção de estágios de desenvolvimento até as larvas serem mais capazes de evitar a predação planctônica e bentônica (PECHENIK, 1979).

Estudos com uma variedade de invertebrados marinhos têm mostrado que o tipo de desenvolvimento embrionário ou larval (incubado, encapsulado ou planctônico) tem conseqüências evolucionárias de longo alcance (COLLIN, 2003; JABLONSKI; LUTZ, 1980; MYERS; MEYER; RESH, 2000; THORSON, 1950).

A distribuição dos tipos larvais parece confirmar as predições dos modelos r-k de estratégias reprodutivas, pois em águas marinhas rasas, as espécies r-estrategistas (“oportunistas”) têm uma alta taxa de produção de gametas e produzem pequenas larvas planctotróficas; já as espécies k-estrategistas produzem poucos e grandes ovos, gastam mais reservas energéticas por estação reprodutiva e têm larva não-planctotrófica (JABLONSKI; LUTZ, 1980).

Espécies com estágios de desenvolvimento planctotrófico são tidas como tendo altas taxas de dispersão (ampla distribuição geográfica) e altas taxas de fluxo gênico (a dispersão larval pelas correntes oceânicas mantém o fluxo gênico entre populações disjuntas de adultos e assim suprime a divergência genética requerida para a especiação alopátrica) (COLLIN, 2003; GILINSKY, 1981; JABLONSKI; LUTZ, 1980; MYERS; MEYER; RESH, 2000, THORSON, 1950). Sobre alguns regimes de correntes, as larvas podem ser retidas perto ou retornar ao habitat parental depois de um longo período no plâncton, mas a dispersão para além do habitat parental é provavelmente mais comum (PECHENIK, 1999). Mesmo larvas de curta-vida podem alcançar uma substancial dispersão das populações parentais quando as velocidades das correntes de água são altas e unidirecionais (PECHENIK, 1999). Uma das vantagens deste tipo de estratégia reprodutiva é que catástrofes locais são improváveis de eliminar toda a espécie em sua escala geográfica, pois as larvas de outra população persistente poderão repor as populações reduzidas pela extinção local (JABLONSKI; LUTZ, 1980). De todos os tipos larvais, esse é o que tem melhor capacidade de se tornar invasor (THORSON, 1950). Espécies de moluscos e equinodermos com larvas

planctônicas planctotróficas possuem maior distribuição geográfica do que espécies similares com metamorfose intracapsular (COLLIN, 2003).

Já espécies que possuem larvas não-planctotróficas (lecitotróficas ou com metamorfose intracapsular) tenderão a possuir limitadas e mais contínuas distribuições geográficas (JABLONSKI; LUTZ, 1980; MYERS; MEYER; RESH, 2000). Como resultado de uma escala geográfica (e, freqüentemente, ecológica) mais restrita das espécies com larvas não-planctotróficas, catástrofes locais e flutuações populacionais randômicas resultam muito provavelmente na extinção dessas espécies (JABLONSKI; LUTZ, 1980). Populações locais tenderão a permanecer isoladas depois de uma colonização inicial ou separação da população parental, e assim, a especiação será mais comum entre esses grupos (COLLIN, 2003; GILINSKY, 1981; JABLONSKI; LUTZ, 1980; MYERS; MEYER; RESH, 2000; THORSON, 1950).

As larvas pelágicas lecitotróficas são pouco capazes de locomoção, e, com freqüência, são carreadas de modo quase passivo pelas correntes, podendo se dispersar para grandes áreas (THORSON, 1950). Devido ao fato de serem totalmente independentes do plâncton como fonte de alimentação, suas chances de alcançar o estágio de metamorfose são bem melhores do que as das larvas planctotróficas (THORSON, 1950).

Atualmente, é aceito que o assentamento é o resultado combinado dos efeitos do fluxo (que governam a chegada da larva em habitats potenciais) e do comportamento exploratório da larva, depois do primeiro contato com o substrato (ABELSON; DENNY, 1997). Larvas de muitas espécies não sofrem metamorfose em certa idade ou tamanho, mas metamorfoseiam em resposta a características ambientais, freqüentemente químicas ou físicas associadas com condições apropriadas ao jovem (PECHENIK, 1999). A maioria das larvas de invertebrados marinhos bentônicos é capaz de atrasar sua metamorfose na ausência destas condições apropriadas, prolongando assim sua estadia no plâncton (PECHENIK, 1979).

Em animais que acoplam a cópula e uma subsequente produção de cápsulas de ovos, a época reprodutiva pode ser indicada pelo início do comportamento de corte e o aparecimento das cápsulas, podendo esta época estar correlacionada com a salinidade e a temperatura (CHAN; MORTON, 2005).

Mollusca apresenta todos os tipos de desenvolvimento larval citados por Jablonski e Lutz (1980), Pechenik (1979) e Thorson (1950), e possui dois tipos de larva: trocófora e véliger, podendo a primeira ser suprimida durante o desenvolvimento (FRETTER; GRAHAM, 1962; FIORINNI, 1967; HYMAN, 1967).

Este filo apresenta clivagem holoblástica espiral, com as células apresentando um arranjo particular em forma de cruz durante a segmentação (FRETTER; GRAHAM, 1962; FIORINNI, 1967). A quantidade de vitelo nos ovos determina o tipo de gastrulação que o embrião vai sofrer. Esta pode ser por invaginação ou embolia (quando os ovos são pobres em vitelo) ou por epibolia (ovos ricos em vitelo) (FRETTER; GRAHAM, 1962; FIORINNI, 1967; HYMAN, 1967). Os recursos alimentares do embrião podem ser, além do vitelo, fluido albuminoso e ovos nutritivos (FRETTER; GRAHAM, 1962; FIORINNI, 1967; HYMAN, 1967). O modo de desenvolvimento larval pode ser considerado um caráter espécie específico em gastrópodes prosobrânquios e opistobrânquios (BOUCHET, 1989).

Os gastrópodes pertencentes à família Neritidae apresentam fertilização interna e encapsulam seus ovos após a fertilização, permitindo a proteção da prole até, pelo menos, o estágio de larva véliger (LITTLE, 1990; AKTIPIS *et al.*, 2008).

As cápsulas de ovos dos neritídeos são estruturas pequenas, fracamente coloridas, com formato de circular a elíptico, parte inferior firmemente aderida ao substrato e comumente lisa, de onde se eleva uma continuação aproximadamente elíptica que suportará a parte superior mais ou menos convexa, que contém partículas aderidas e se destaca quando os jovens estão prontos para emergir (ANDREWS, 1933, 1935; ROBERTSON, 1974).

Neritina zebra (Bruguière, 1792) (Gastropoda: Neritimorpha: Neritidae) é um molusco que ocorre no Suriname e ao longo da costa do Brasil, desde o Pará até Cabo Frio (RJ) (RIOS, 1994), mas segundo Baker (1924), esta espécie é encontrada do Brasil até a Venezuela Oriental e em Curaçao (Antilhas Holandesas). Este autor cita que talvez *N. zebra* tenha sido exterminada nas Antilhas Holandesas pela conversão dos ecossistemas estuarinos em salinas.

Neritina zebra é uma espécie comum em bancos de lamas, em águas salobras (RIOS, 1994), resistindo a regimes de limnéticos a eurihalinos e tolerante à poluição (FERNANDES, 1990). É uma espécie gonocórica e não apresenta dimorfismo sexual na concha. Seu sexo pode ser determinado pela presença do pênis cefálico nos machos. No Estado do Pará (Brasil), é utilizada como alimento e fonte de renda para famílias ribeirinhas (ANDRADE, 1984)

Excetuando-se a descrição das características da concha e da rádula, classificação e distribuição geográfica (BAKER, 1924; CALVO, 1987; MATTHEWS-CASCON; PINHEIRO; MATTHEWS, 1990; MIENES, 1991; RIOS, 1994; RUSSELL, 1941), pouco é conhecido sobre a biologia de *Neritina zebra*.

Considerando que o conhecimento do desenvolvimento embrionário é importante para a compreensão das características ecológicas e comportamentais das espécies, o presente trabalho desenvolve o primeiro estudo sobre o desenvolvimento embrionário e larval de *Neritina zebra*.

2. OBJETIVOS

- Descrever as desovas de *Neritina zebra*;
- Acompanhar o desenvolvimento embrionário e larval de *Neritina zebra* sob condições de laboratório.

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1. Área de estudo e coleta dos espécimes

A área de estudo compreende uma região de manguezal no Estuário do rio Ceará, Ceará, nordeste do Brasil, em uma região mais superior do rio (S 03°44'11.1" W 038°37'23.6") (Figura 2.1). Foram feitas observações mensais da atividade reprodutiva (ausência ou presença de desovas) de *N. zebra*, durante marés de sizígia, no período de março de 2007 a março de 2008.

O rio Ceará nasce na Serra de Maranguape, percorrendo, aproximadamente, 60 Km na direção NO – NE, até desembocar no oceano Atlântico. Sua bacia fluvial, com cerca de 900 Km², abrange parte dos municípios de Maranguape, Caucaia e Fortaleza (MIRANDA; FRANÇA; COUTINHO, 1994). O Estuário do rio Ceará abrange uma área de, aproximadamente, 5 Km² de manguezal, que se estende até 14 km de sua desembocadura (SEMACE, 2008). Apresenta clima equatorial úmido e semi-árido, com precipitação máxima nos meses de março, abril, maio e junho (MIRANDA, 1985). Pesquisas realizadas no estuário do rio Ceará (ALCÂNTARA-FILHO, 1978; BARROSO, 2006; ESCOUTO, 1996; MIRANDA, 1985; VILANOVA; CHAVES, 1988), mostraram que a salinidade possui caráter sazonal, sendo regulada basicamente pelas precipitações pluviométricas, observando-se também que este caráter sazonal da salinidade é oposto à precipitação pluviométrica.

De acordo com a FUNCEME (Fundação Cearense de Meteorologia e Recursos Hídricos), a precipitação total da área de estudo entre os meses de março de 2007 e março de 2008 variou bastante, alcançando um máximo de 320,4 mm em março de 2008 e um mínimo nos meses de agosto a novembro de 2007, onde não houve registros de chuva. A salinidade também foi medida durante este período no local de coleta, exceto no mês de novembro de 2007. A salinidade alcançou um máximo de 34 em outubro de 2007 e um mínimo de 5 nos meses de março e junho de 2007 (Figura 2.2).

Foram realizadas duas coletas (uma em março de 2007 e outra em março de 2008) para a realização do experimento de reprodução em laboratório. Em cada um desses períodos, foram coletados manualmente 40 espécimes de *N. zebra*, com comprimento das conchas variando entre 13,85 e 20,64 mm. Estes foram colocados em recipiente plástico e levados ao laboratório para posterior observação do desenvolvimento embrionário e larval. Foi também coletada água do local de estudo para ser utilizada nos aquários dos experimentos.

3.2. Procedimentos em laboratório

Em laboratório, os animais coletados foram colocados dois a dois, para maximizar o número de desovas postas por dia, em 20 caixas plásticas de 400 mL cada, e estas foram colocadas em um aquário de 60 L, com água do local de estudo, aeração constante e temperatura da água variando entre 26 e 28°C.

As salinidades dos aquários foram mantidas iguais a do local de estudo no dia em que os animais foram coletados. No experimento realizado no mês de março de 2007, a salinidade dos aquários foi 5, enquanto que em março de 2008, foi 15.

As caixas plásticas foram revestidas com fita adesiva transparente para facilitar a retirada das desovas para estudo e observação diária.

3.2.1. Descrição das desovas

A estrutura da cápsula de ovos foi descrita de uma forma geral e cada cápsula foi medida individualmente com o auxílio de uma lâmina milimetrada com precisão de 0,1 mm. Medidas de comprimento e largura foram obtidas. O comprimento da cápsula foi considerado como a maior distância entre as extremidades da cápsula, sendo, portanto, a largura considerada a menor distância. Cada cápsula também teve seu número de ovos contado.

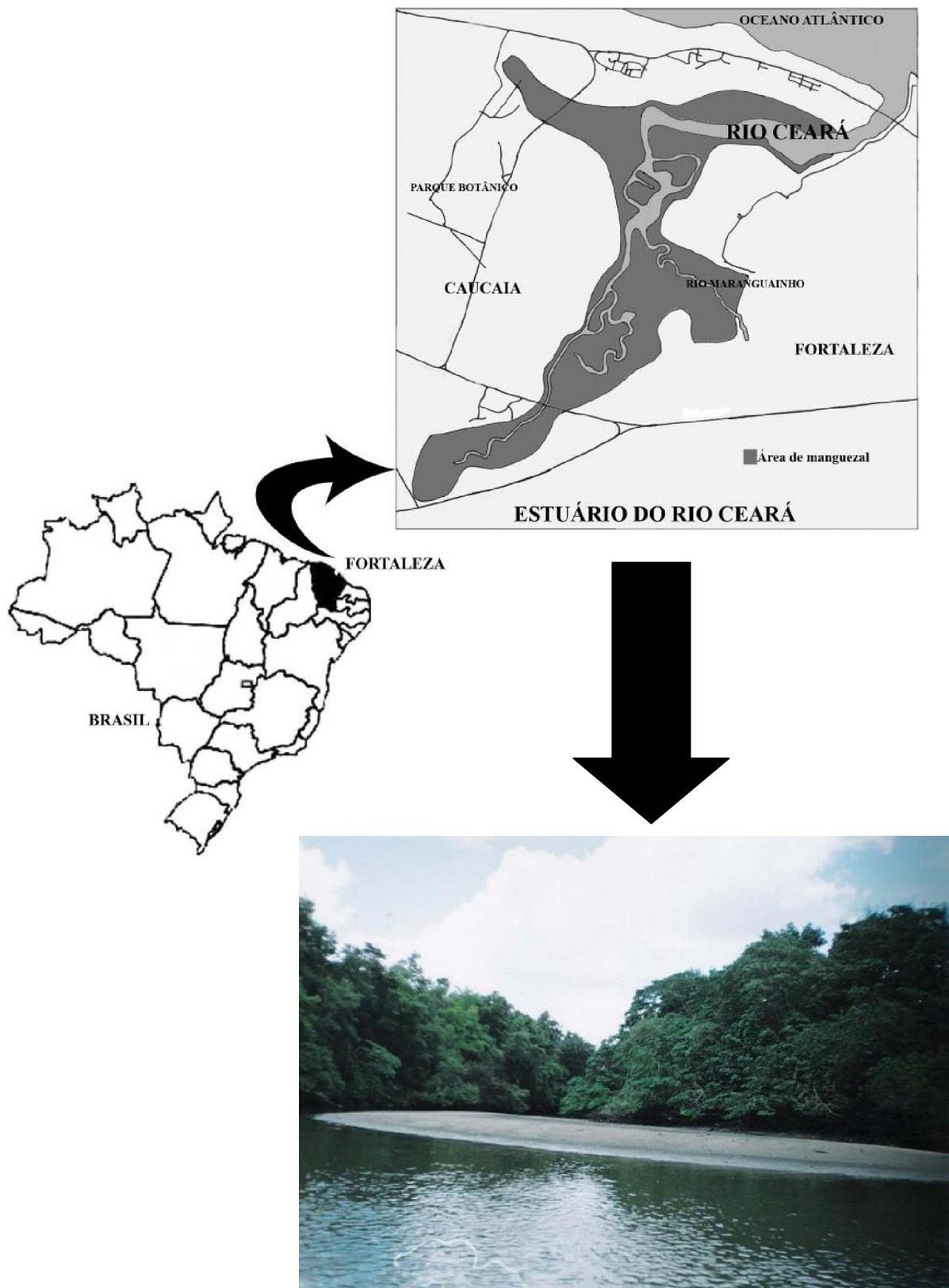


Figura 2.1 - Área de coleta ($S 03^{\circ}44'11.1''$ $W 038^{\circ}37'23.6''$), em destaque, na área de manguezal do estuário do rio Ceará, Região Metropolitana de Fortaleza (Ceará), litoral nordeste do Brasil.

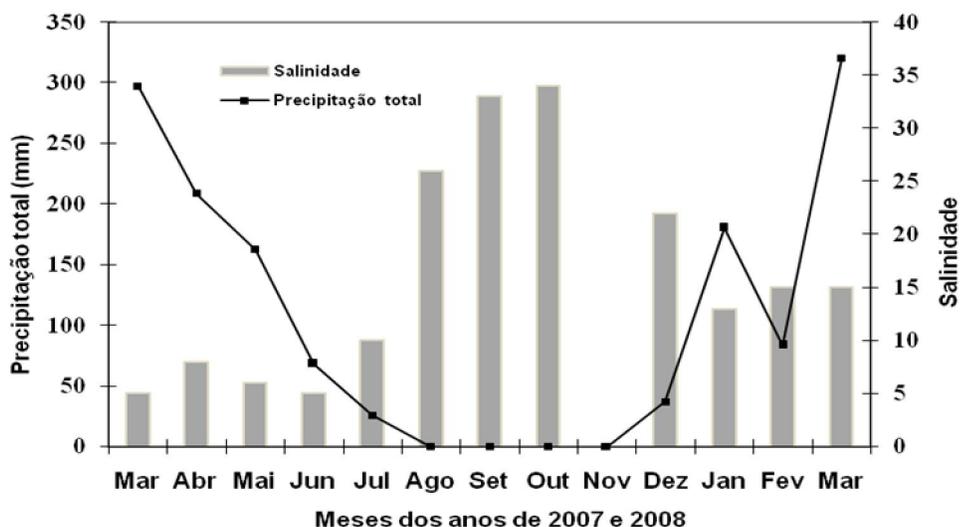


Figura 22 - Relação entre a salinidade na área de coleta (barras) e a precipitação na área de manguezal no Estuário do rio Ceará (linha) nos anos de 2007 e 2008.

3.2.2. Acompanhamento do desenvolvimento embrionário e larval

Para o acompanhamento diário do desenvolvimento de *Neritina zebra*, foram escolhidas uma caixa em março de 2007 e 12 caixas em março de 2008. As caixas escolhidas para o acompanhamento diário das desovas eram aquelas que continham mais de 30 cápsulas postas no mesmo dia. As caixas selecionadas foram colocadas em aquários de 5 L. Os adultos eram retirados de dentro das caixas, para evitar que se alimentassem das desovas.

A cada dia, era retirada uma cápsula para a observação em microscópio estereoscópico e óptico de luz com câmera digital acoplada para registrar os estágios embrionários e larvais. Devido ao fato das cápsulas não serem transparentes e possuírem um grande número de ovos, dificultando assim a visualização do seu interior, era necessário o rompimento destas para a observação do desenvolvimento.

4 RESULTADOS

4.1. Observação das desovas em campo

No campo, as cápsulas de ovos eram depositadas em qualquer substrato viável, como madeira, folhas, conchas de moluscos, inclusive em conchas de indivíduos vivos de *Neritina zebra* (Figura 2.3). Uma grande quantidade de desovas foi encontrada em pneumatóforos de *Avicennia* sp. Foram observadas desovas nos meses de março, abril, julho, agosto e setembro de 2007 e janeiro, fevereiro e março de 2008. As maiores quantidades de cápsulas eram encontradas nos meses de menor salinidade (janeiro, fevereiro, março e abril).



Figura 2.3 - *Neritina zebra* e desovas (em destaque) no manguezal do rio Ceará, CE, Brasil

4.2. Comportamento reprodutivo e descrição das cápsulas de ovos

O comportamento reprodutivo de *N. zebra* (cópula e postura das cápsulas de ovos) pôde ser observado em laboratório. Durante a cópula, o macho fica sobre a fêmea e posiciona-se do lado direito desta, inserindo seu pênis em baixo da borda do manto da fêmea, transferindo o espermatóforo (Figura 2.4). As cápsulas de ovos, depois de produzidas, eram manipuladas pelo pé da fêmea e aderidas às paredes das caixas e até mesmo sobre a concha de outro espécime.

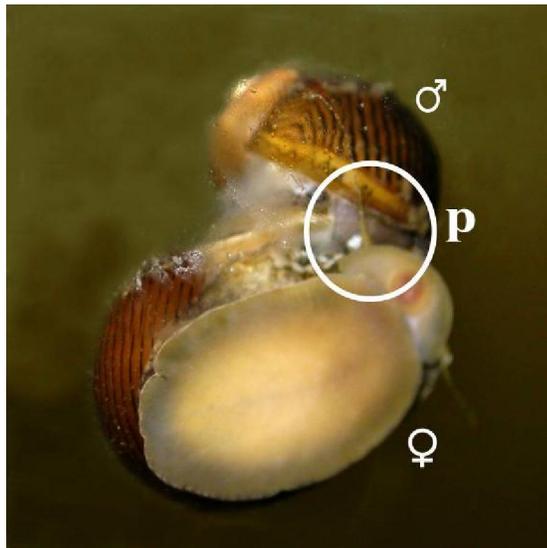


Figura 2.4 - Comportamento reprodutivo (cópula) de *Neritina zebra* em aquário. Legenda: p. pênis.

As cápsulas de ovos possuem uma cor amarelada quando depositadas, tornando-se escuras à medida que ocorre o desenvolvimento. Elas possuem um formato oval, medindo entre 1 e 1,5 mm de comprimento e, aproximadamente, 1 mm de largura. A superfície da cápsula em contato com o substrato é plana, enquanto a superfície oposta é convexa. A superfície convexa é coberta por grãos de areia de diferentes tamanhos, provenientes do saco de reforço (Figuras 2.5A e 2.5B). Com o passar do tempo, as desovas postas em laboratório, não apresentavam mais grãos de areia, devido à ausência de areia nos aquários. As cápsulas apresentam ainda uma fina membrana que envolve os ovos (Figura 2.5C) e uma pequena

sutura, próxima a uma de suas extremidades (Figura 2.5D). Dentro das cápsulas, os embriões e, posteriormente, as larvas ficam imersos em um fluido (líquido albuminoso ou albúmen).

Cada cápsula possuía, em média, 68 ovos (variando entre 32-106, N= 60).

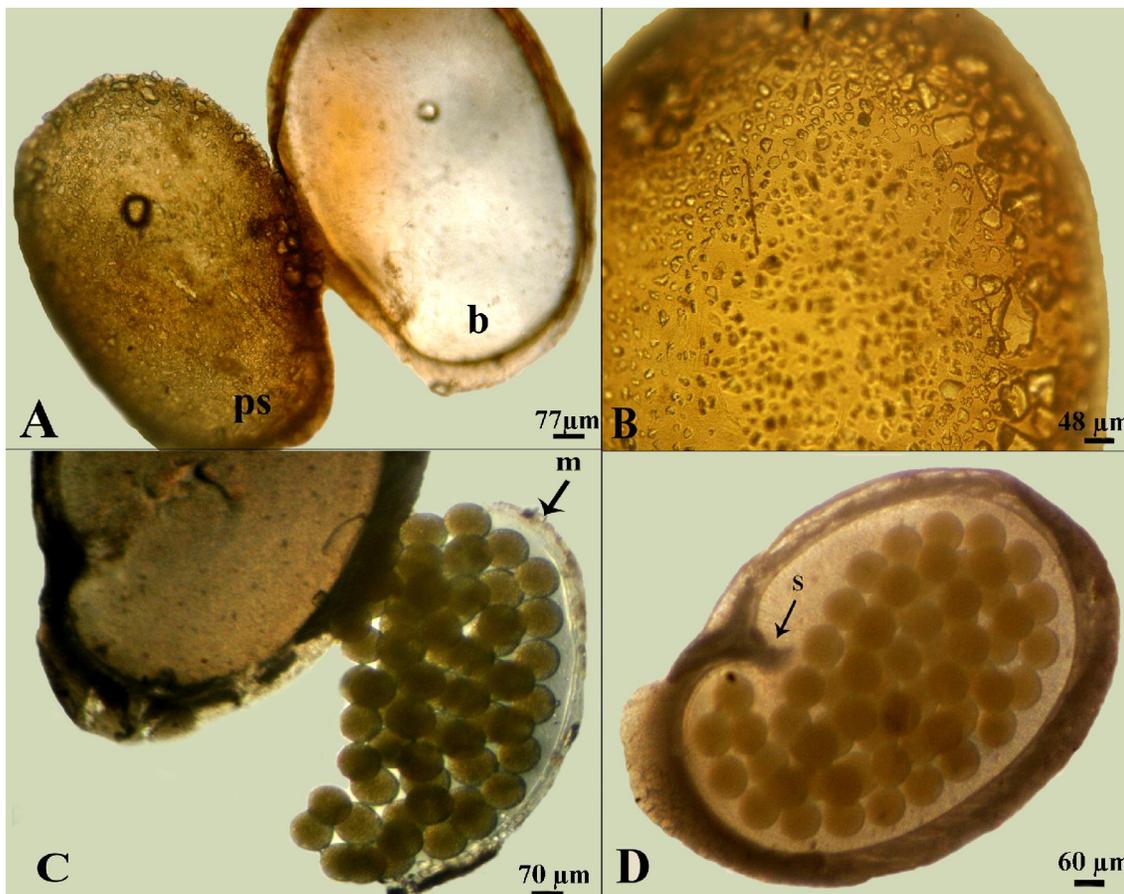


Figura 2.5 - Cápsulas de *Neritina zebra*. **A:** Aspecto geral da cápsula mostrando suas duas superfícies, a plana (**b**) (que se adere ao substrato) e a convexa (**ps**) (impregnada de grãos de areia); **B:** Detalhe mostrando os grãos de areia colocados na superfície superior da cápsula; **C:** Detalhe mostrando a fina membrana (**m**) que envolve os ovos dentro da cápsula; **D:** detalhe mostrando a sutura (**s**) presente na cápsula de ovos, próxima a uma de suas extremidades.

4.3. Desenvolvimento embrionário e larval

As cápsulas de ovos observadas em laboratório permitiram o estudo do desenvolvimento intracapsular de *Neritina zebra*, desde a clivagem até a liberação da larva véliger na água, possuindo *N. zebra* desenvolvimento misto. Não foi possível observar o assentamento e a metamorfose da larva desta espécie em laboratório, devido à morte das véligeres livre-natantes um ou dois dias após o nascimento.

No experimento desenvolvido nos meses de março e abril de 2007, a caixa selecionada para o acompanhamento diário foi mantida na salinidade de 5 durante todo o estudo. As cápsulas se abriram, liberando as véligeres, após 21 dias. Em março e abril de 2008, as 12 caixas selecionadas para esse propósito foram mantidas na salinidade de 15 (a mesma do dia da coleta) durante 25 dias. Como as cápsulas não abriam, as salinidades dos três aquários (5L) que continham as 12 caixas em observação foram, então, modificadas de 15 para 10. As cápsulas se abriram 24 ou 48 horas após a alteração da salinidade, ocorrendo, assim, a liberação das véligeres.

Os estágios embrionários e larvais observados em laboratório durante os anos de 2007 e 2008 encontram-se na Tabela 2.1. Foram observadas diferenças em relação à duração dos estágios embrionários e larvais entre as desovas de 2007 e as de 2008, mas todas as cápsulas observadas apresentaram os mesmos estágios (Tabela 2.1, Figuras 2.6 e 2.7). Houve desenvolvimento sincronizado dentro e entre as cápsulas das doze caixas observadas no ano de 2008, com exceção do 1º dia, que apresentava embriões com uma, duas ou quatro células dentro de uma mesma cápsula.

Não houve indicações de presença de ovos nutritivos ou morte de embriões dentro da cápsula.

Em laboratório, foi observado que as fêmeas de *N. zebra* eram capazes de se alimentar de suas próprias desovas e que as cápsulas de ovos eram vulneráveis a protozoários somente quando apresentavam alguma abertura.

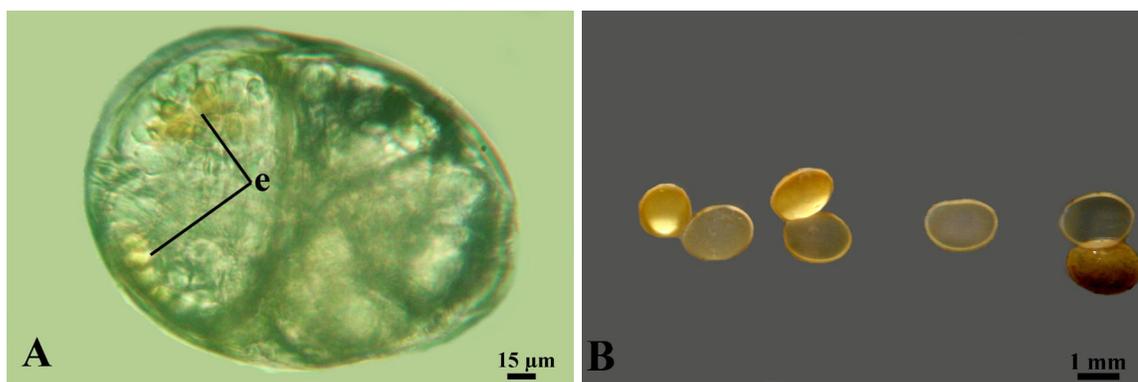


Figura 2.6 - *Neritina zebra* **A:** Larva véliгер, destacando os estatocistos; **B:** Cápsulas de ovos abertas, após a liberação das larvas véligeres. Legenda: **e.** estatocistos.

Tabela 2.1 - Tempos de duração (dias) dos estágios embrionários e larvais de *Veritina zebra* nos experimentos realizados em laboratório nos anos de 2007 e 2008.

| Evento | Ano 2007 (dia) | Ano 2008 (dia) |
|---|-----------------------|-----------------------|
| Ovos fertilizados (130 µm), apresentando as primeiras divisões; embriões contendo uma, duas ou quatro células foram observados em uma mesma cápsula. (Fig. 2.7A) | 1° | 1° |
| Clivagem holoblástica espiral, blástula com o típico arranjo em cruz dos moluscos. (Fig. 2.7B) | 2° | 2° |
| Embriões apresentando pólos animal (micrômeros) e vegetal (macrômeros) bem definidos. (Fig. 2.7C) | 3° | 3° |
| Estágio de gástrula (células com um formato mais alongado). (Fig. 2.7D) | 4° | 4° e 5° |
| Larvas pré-véligeres (pré-torsional), primeira observação de movimentação; presença de pré-vélum e concha bem fina. (Fig. 2.7E) | 5° e 6° | 6° a 8° |
| Larvas véligeres (pós-torsional); “vélum” pequeno e bilobado; presença de vitelo; observação dos olhos (pontos pigmentados escuros) pela primeira vez; movimento vibratório lateral, com pouco deslocamento. (Fig. 2.7F) | 7° e 8° | 9° e 10° |
| Larva véliгер; espessamento da concha; opérculo bem fino e transparente observado pela primeira vez; estatocistos (pontos pigmentados amarelos) observados na região pediosa; presença de vitelo, concentrado no ápice da massa visceral; larvas com movimentos circulares e rápidos, possuindo boa capacidade de deslocamento. (Fig. 2.7G) | 9° a 20° | 11° a 25° |
| Rompimento das cápsulas, liberação das véligeres | 21° | 26° e 27° |
| Observação das véligeres livre-natantes (Fig. 2.7H) | 22° e 23° | 29° |

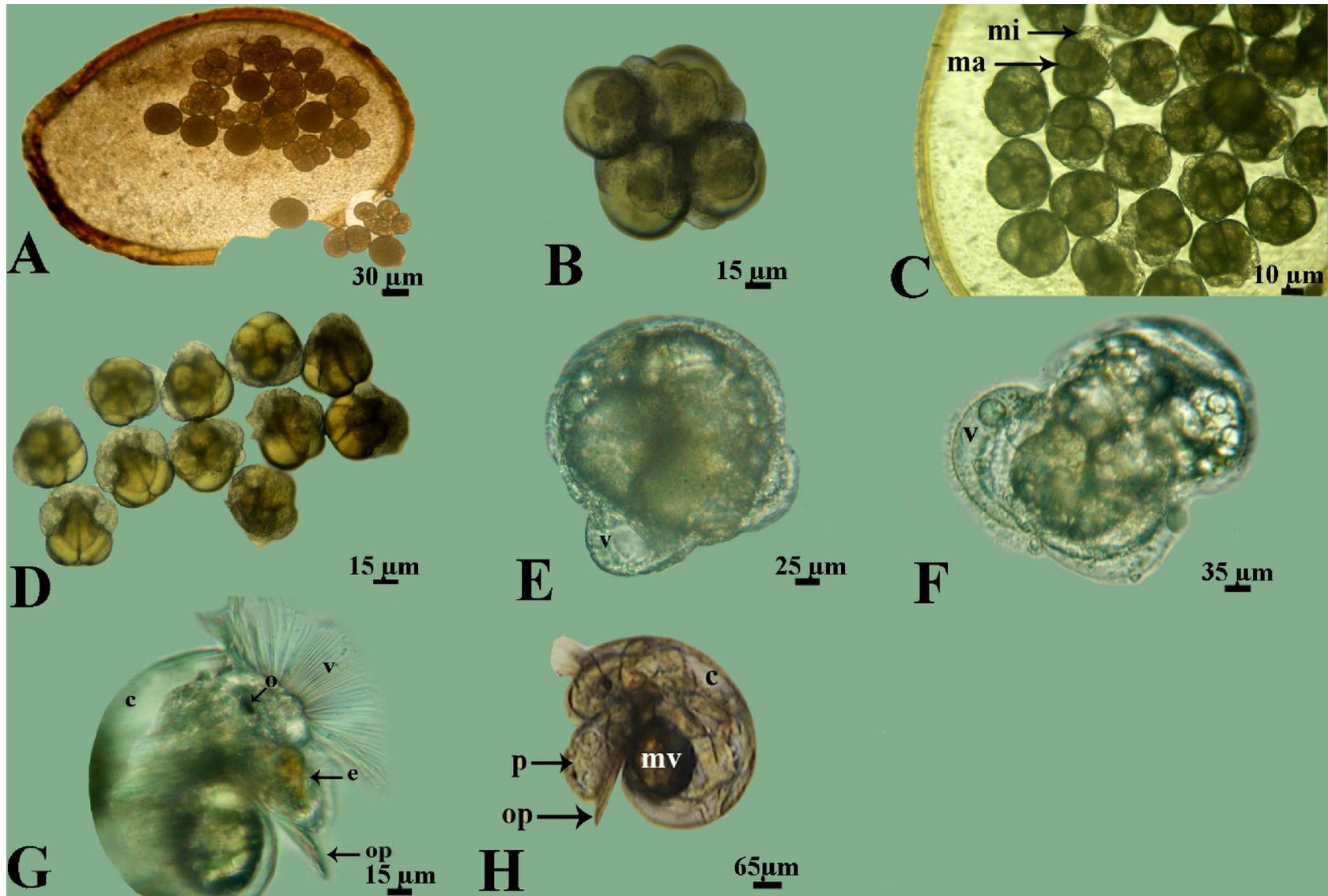


Figura 2.7 - Desenvolvimento embrionário e larval de *Neritina zebra* em condições de laboratório nos anos de 2007 e 2008. **A:** Ovos fertilizados, apresentando as primeiras divisões; **B:** Clivagem holoblástica espiral, blástula com o típico arranjo em cruz dos moluscos; **C:** Embriões apresentando pólos animal (micrômeros) e vegetal (macrômeros) bem definidos; **D:** Estágio de gástrula; **E:** Larvas pré-véligeres (pré-torsional); **F:** Larvas véligeres (pós-torsional); **G:** Larva véliger; **H:** Véliger livre-natante. Legenda: **c.** concha larval; **e.** estatocisto; **ma.** macrômeros; **mi.** micrômeros; **mv.** massa visceral; **o.** olhos; **op.** opérculo; **p.** pé; **v.** vélum.

5. DISCUSSÃO

As desovas de *Neritina zebra* apresentam características típicas das cápsulas de ovos pertencentes à família Neritidae. Entre espécies, as cápsulas diferem em relação ao formato, tamanho e, especialmente, a natureza e ao tamanho das partículas utilizadas no reforço das cápsulas. As partículas utilizadas variam de acordo com as características dos substratos nos quais os animais se alimentam (ANDREWS, 1933). Enquanto que, no presente estudo, as cápsulas de *N. zebra* apresentaram somente grãos de areia de diferentes tamanhos, diferentes materiais de reforço foram encontrados em outras espécies, tais como: espículas de esponjas, fragmentos de rocha, frústulas de diatomáceas e carapaças de foraminíferos (ANDREWS, 1933, 1935). O emprego de partículas minerais em cápsulas de ovos não é uma característica exclusiva de Neritidae, ocorrendo também em Melaniidae, Hydrobiidae e Naticidae (ANDREWS, 1933, 1935). As diferenças no formato e tamanho das cápsulas devem-se aos diferentes modos como elas são manipuladas após deixarem o oviduto (ANDREWS, 1933; FRETTER; GRAHAM, 1962).

O líquido albuminoso, observado neste estudo nas cápsulas de *N. zebra*, é encontrado em cápsulas de outras espécies de Neritidae (por exemplo, *Theodoxus fluviatilis* (Linnaeus, 1758) e *Neritina reclinata* (Say, 1822)) (ANDREWS, 1935; FRETTER; GRAHAM, 1962). Ele é a principal suprimento alimentar dos embriões e das larvas (FIORINI, 1967; FRETTER, 1967; FRETTER; GRAHAM, 1962; PONDER; LINDBERG, 1997).

Um estudo realizado com sete espécies da família Neritidae mostrou que, na maioria dos casos, cada cápsula recebe uma grande quantidade de ovos (ANDREWS, 1935). O número de ovos por cápsula em *N. zebra* apresenta uma grande variação (32-106), assim como em *Neritina virginea* (Linnaeus, 1758) (30-200 ovos, segundo Andrews, 1935 e 26-71 ovos, segundo Matthews-Cascon e Martins, 1999). *N. virginea* habita desde ambientes de água salobra até marinhos (ANDREWS, 1940; RIOS, 1994) e co-habita com *N. zebra* as áreas de manguezal do rio Ceará. Em *Theodoxus fluviatilis*, uma espécie que habita ambientes desde a água doce até salobra, também ocorre variação no número de ovos por cápsula, sendo esta dependente da salinidade no ambiente (KIRKEGAARD, 2006).

As cápsulas e massas de ovos podem reduzir a mortalidade nos primeiros estágios do desenvolvimento, fornecendo proteção contra a predação, extremos de temperatura e salinidade, dessecação, infecção microbiana e radiação ultravioleta (PRZESLAWSKI;

BENKENDORFF, 2005). Estas estruturas protegem os embriões contra a dessecação e talvez sejam permeáveis a água e ao sal (FRETTER; GRAHAM, 1962).

A encapsulação pode reduzir a mortalidade no desenvolvimento de espécies com ciclo de vida misto, simplesmente pela retenção de estágios de desenvolvimento até as larvas serem capazes de evitar a predação planctônica e bentônica (PECHENIK, 1979). Essa foi a estratégia reprodutiva adotada por *N. zebra*, que reteve suas larvas dentro das cápsulas até elas alcançarem um maior desenvolvimento, protegendo assim os embriões nos primeiros estágios de vida, que são os mais vulneráveis. Para essa espécie, as maiores ameaças para a sobrevivência de sua prole são a predação (que pôde ser observada em laboratório), a dessecação e os extremos de salinidade, já que essa espécie habita regiões estuarinas tropicais.

Foi observada na presente pesquisa, que *N. zebra* possui larvas planctônicas. Entretanto, não foi possível afirmar se suas larvas são planctotróficas ou lecitotróficas. Embora todas as espécies da família Neritidae depositem seus ovos em cápsulas bem características, existem diferenças entre as espécies em relação as suas estratégias reprodutivas. São observadas, basicamente, três tipos de comportamento reprodutivo: (1) espécies de água doce, como *Theodoxus fluviatilis* e *Theodoxus danubialis* (Pfeiffer, 1828), e *Neritina virginea* (espécie marinha), que eclodem como miniaturas dos adultos, um jovem rastejante (metamorfose intracapsular), (2) espécies estuarinas como *Clithon spinosus* Sowerby, 1825, *Clithon retropictus* (von Martens, 1879), *Neritina granosa* Sowerby, 1825, *Neritina listeri* (Pfeiffer, 1840), *Neritina afra* Sowerby, 1843, *Neritina latissima* Broderip, 1833 e *Neritina canalis* Sowerby, 1825, que eclodem como véligeres planctônicas com comportamento anfídromo e (3) espécies marinhas como *Smaragdia viridis* (Linnaeus, 1758), *Nerita atramentosa* Reeve, 1855, *Nerita plicata* Linnaeus, 1758, *Nerita albicilla* Linnaeus, 1758, *Nerita scabricosta* Lamarck, 1822 e *Nerita funiculata* Menke, 1851 que eclodem como larvas véligeres planctotróficas de longa vida (BANDEL; KOWALKE, 1999; BUNJE, 2007; CRANDALL *et al.*, 2008; FORD, 1979 *apud* MYERS; MEYER; RESH, 2000; HURTADO *et al.*, 2007; MATTHEWS-CASCON; MARTINS, 1999; MYERS; MYERS; RESH, 2000; ORTON; SIBLY, 1990; PYRON; COVICH, 2003; RESH *et al.*, 1992; SCHELTEMA, 1971; SCHNEIDER; LYONS, 1993; SHIGEMIYA; KATO, 2001; TATE, 1870 *apud* ANDREWS, 1935; WATERS *et al.*, 2005).

Através deste estudo, não foi possível determinar se *Neritina zebra* possui comportamento anfídromo, assim como espécies de nerítídeos de água doce do mesmo gênero, que apresentam larva planctotrófica e são bons exemplos de animais anfíditos – animais que desovam no ambiente onde vivem e das cápsulas emergem véligeres que vão

para o oceano, onde se desenvolvem como véligeres planctotróficas até o estágio da metamorfose, quando são levadas pela maré novamente para o ambiente estuarino (BANDEL; KOWALKE, 1999; KANO; KASE, 2003; STRONG *et al.*, 2008).

Neritina granosa, uma espécie de água doce do Hawaii, requer salinidades estuarinas (ou mesmo marinhas) para completar seu desenvolvimento larval (FORD, 1979 *apud* MYERS; MEYER; RESH, 2000). Pyron e Covich (2003) sugerem que os nerítídeos dos riachos de Porto Rico precisam de requerimentos similares ao de *Neritina granosa* para o desenvolvimento larval. Outro provável exemplo de espécie anfídroma é *Neritina listeri*. Indivíduos desta espécie, que vivem em rios, provenientes de Martinica, foram mantidos em aquário durante três anos, mas as véligeres que eram liberadas de suas cápsulas após três semanas nunca alcançaram a metamorfose, sugerindo que elas precisariam ser carreadas para o mar para conseguirem completar seu desenvolvimento (TATE, 1870 *apud* ANDREWS, 1935). *Neritina latissima* e *Neritina canalis* são outros exemplos de espécies anfídrômas, cujas larvas são carreadas do rio para o oceano, onde crescem e se desenvolvem, e depois da metamorfose, os indivíduos migram novamente para o rio (RESH *et al.*, 1992; SCHNEIDER; LYONS, 1993).

Neritina zebra, assim como as espécies citadas acima, também habita ambientes com forte influência da água doce. Logo, esta espécie pode apresentar comportamento anfídromo, assim como outras do mesmo gênero. As dificuldades para simular um ambiente estuarino em laboratório, com seus ciclos de marés e a migração das larvas do rio para o oceano e do oceano para o rio, explicariam a não observação completa no presente estudo do desenvolvimento embrionário e larval de *N. zebra*. Entretanto, todos os autores, que afirmam que algumas espécies de Neritidae apresentam comportamento anfídromo (BANDEL; KOWALKE, 1999; FORD, 1979 *apud* MYERS; MEYER; RESH, 2000; KANO; KASE, 2003; MYERS; MYERS; RESH, 2000; SHIGEMIYA; KATO, 2001; PYRON; COVICH, 2003; RESH *et al.*, 1992; SCHNEIDER; LYONS, 1993; STRONG *et al.*, 2008; TATE, 1870 *apud* ANDREWS, 1935), não explicam em seus trabalhos como ocorre esse comportamento, qual o tempo de vida das larvas no plâncton, quanto tempo as larvas podem sobreviver nos oceanos, como as larvas se localizam e retornam para a foz dos rios e quais as necessidades da larva para seu assentamento, dificultando, assim uma melhor compreensão desta estratégia reprodutiva em moluscos.

Espécies estuarinas de outras famílias também possuem uma estreita ligação entre a reprodução e a dinâmica do ambiente. *Melampus bidentatus*, uma espécie da família Ellobiidae que habita regiões estuarinas, possui a reprodução ligada ao ciclo lunar, sendo as

posturas dos ovos, o nascimento das véligeres planctotróficas e o assentamento das larvas regulados pelo ciclo de marés (RUSSELL-HUNTER; APLEY; HUNTER, 1972).

Através de investigações sobre a reprodução dos animais de água salobra de Madras (Índia), Thorson (1950) concluiu que a reprodução ocorre através do ano, com (1) algumas espécies se reproduzindo igualmente durante todos os meses, (2) outras reproduzindo todos os meses, mas em maior intensidade durante uma determinada estação do ano, (3) outras reproduzindo durante uma estação restrita do ano somente, e finalmente (4) algumas reproduzindo durante duas ou mais estações restritas do ano, sendo estas estratégias reprodutivas reguladas, principalmente, pela precipitação.

Através do experimento feito em laboratório e das observações em campo pode-se concluir que a reprodução de *N. zebra* parece estar relacionada com a diminuição da salinidade, assim como em *Neritina afra*, que se reproduz somente quando é exposta a água doce e não alcança a maturidade quando a influência da água doce diminui (BANDEL; KOWALKE, 1999). Apesar das desovas serem encontradas ao longo de quase todo o período de estudo, quantidades bem maiores de posturas foram encontradas quando ocorria a diminuição da salinidade no estuário (período chuvoso). O desenvolvimento intracapsular e a eclosão das véligeres também parecem ser influenciados pela salinidade, já que o desenvolvimento intracapsular foi mais rápido nas desovas submetidas a menor salinidade (1º experimento) e a abertura das cápsulas no segundo experimento só ocorreu depois que as salinidades dos aquários foram diminuídas. Em um experimento de reprodução com *Nerita atramentosa*, as larvas só emergiam das cápsulas quando estas eram abertas artificialmente (LESOWAY; PAGE, 2008). Isso demonstra que a abertura das cápsulas está ligada a algum estímulo externo, podendo o nascimento dos jovens (ou larvas) ser adiado até que as condições do ambiente tornem-se favoráveis.

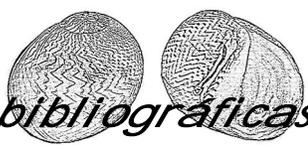

Conclusões gerais

Estudos sobre a biologia das espécies são importantes tanto para a sistemática dos grupos quanto para a compreensão do papel ecológico das diversas espécies nos vários ecossistemas. O presente estudo acrescentou importantes informações sobre a anatomia e o desenvolvimento intracapsular de *Neritina zebra*, espécie até então pouco estudada.

O estudo anatômico acrescentou dados importantes sobre os sistemas reprodutor e digestivo desta espécie. Através deste estudo, pôde-se concluir que *Neritina zebra* possui caracteres típicos da família Neritidae e caracteres considerados apomórficos dentro de Neritimorpha em relação ao seu sistema reprodutor tanto masculino quanto feminino.

No estudo sobre o desenvolvimento embrionário e larval, a cápsula de ovos e o desenvolvimento intracapsular de *Neritina zebra* foram caracterizados pela primeira vez. Através desta pesquisa, pôde-se concluir que esta espécie possui desenvolvimento misto, com seu período reprodutivo e desenvolvimento, provavelmente, bastante influenciados pela salinidade da água do ambiente onde vivem.

O presente estudo, portanto, apresenta importantes informações para um melhor conhecimento da biologia de *Neritina zebra* e para sua posterior classificação dentro da família Neritidae.



Referências bibliográficas

ABELSON, A.; DENNY, M. Settlement of marine organisms in flow. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 28, p. 317-339, 1997.

AKTIPIS, S. W.; GIRIBET, G.; LINDBERG, D. R.; PONDER, W. F. Gastropoda: An Overview and Analysis, In: PONDER, W.F.; LINDBERG, D.R. (Eds.). **Phylogeny and Evolution of the Mollusca**, London: University of California Press, 2008, cap. 9, p. 201-237.

ALCÂNTARA-FILHO, P. **Contribuição para o conhecimento da biologia e ecologia do caranguejo-uçá, *Ucaides corrlatus* (LINNAEUS, 1763) (CRUSTACEA - DECAPODA - BRACHYURA) no manguezal do rio Ceará (Brasil)**. 1978. 103p. Dissertação (Mestrado em Oceanografia Biológica) – Instituto Oceanográfico, Universidade de São Paulo, São Paulo, 1978.

ALMEIDA, L. D. S.; SANTOS, A. C.; SANTOS, M. E. **A problemática da queda na produção e qualidade do caranguejo-uçá em Sergipe**, In: VI Congresso Brasileiro de Geógrafos, Goiânia, 2004. Disponível em <http://www.igeo.uerj.br/VICBG-2004/Eixo1/E1_064.htm>. Acesso em 25 jun. 2007.

ANDRADE, J. **Folclore na Região do Salgado, Pará**: teredos na alimentação, profissões ribeirinhas. 2. ed. São Paulo: Escola de Folclore, 1984. 83p.

ANDREWS, E. A. The Storage Sac For Capsule Reinforcement Neritidae. **Science**, v. 78, n. 2011, p. 39-41, 1933.

ANDREWS, E. A. The egg capsules of certain Neritidae. **Journal of Morphology**, v. 57, n. 1, p. 31 – 59, 1935.

ANDREWS, E. A. The snail, *Neritina virginea*, L., in a changing salt pond. **Ecology**, v. 21, n.3, p. 335-346, 1940.

ANDRZEJ, K.; PRZEMYSŁAW, S. The opercula of neritopsid gastropods and their phylogenetic importance. **Journal of Molluscan Studies**, v. 71, n.3, p. 211-219, 2005.

AVELINE, L. C. Fauna dos manguezais brasileiros. **Revista Brasileira de Geografia**, v. 42, n. 4, p.786-821, 1980.

BAKER, H. B. Land and freshwater molluscs of the Dutch Leeward Islands. **Occasional Papers of the Museum of Zoology**, University of Michigan, n. 152, 158 p, 1924.

BANDEL, K. Description and classification of Late Triassic Neritimorpha (Gastropoda, Mollusca) from the St Cassian Formation, Italian Alps. **Bulletin of Geosciences**, v. 82, p. 215-274, 2007.

BANDEL, K.; KIEL, S. Relationships of Cretaceous Neritimorpha (Gastropoda, Mollusca), with the description of seven new species. **Bulletin of the Czech Geological Survey**, v. 78, n.1, p. 53-65, 2003.

BANDEL, K.; KOWALKE, T. Gastropod fauna of the Cameroonian coasts. **Helgoland Marine Research**, v. 53, n. 2, p. 129-140, 1999.

BARROSO, C.X. **Malacofauna da área de manguezal do estuário do rio Ceará, Ceará – Brasil**. 2006. 67p. Monografia (Graduação em Ciências Biológicas) – Centro de Ciências, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2006.

BENKENDORFF, K.; DAVIS, A. R.; BREMNER, J. B. Chemical defense in the egg masses of benthic invertebrates: an assessment of antibacterial activity in 39 mollusks and 4 polychaetes. **Journal of Invertebrate Pathology**, v. 78, n. 2, p. 109-118, 2001.

BIELER, R. Gastropod phylogeny and systematics. **Annual Review of Ecology and Systematics**, v. 23, p. 311-338, 1992.

BOUCHET, P. A review of poecilogony in gastropods. **Journal of Molluscan Studies**, v. 55, p. 67-78, 1989.

BOURNE, G. C. Contributions to the morphology of the group Neritacea of the aspidobranch Gastropoda, Part 1: The Neritidae. **Proceedings of the Zoological Society of London**, p. 810-887, 1908.

BUNJE, P. M. E. Fluvial range expansion, allopatry, and parallel evolution in a Danubian snail lineage (Neritidae: *Theodoxus*). **Biological Journal of the Linnean Society**, v. 90, p. 603-617, 2007.

CALVO, I. S. **Rádulas de gastrópodes marinhos brasileiros**. Rio Grande: Editora FURG, 1987. 201 pp.

CHAN, K.; MORTON, B. The reproductive biology of *Nassarius festivus* (Powys, 1835) (Gastropoda: Nassariidae) in relation to seasonal changes in temperature and salinity in subtropical Hong Kong. **Aquatic Ecology**, v. 39, n. 2, p. 213-228, 2005.

CHAPARRO, O. R.; OYARZUN, R. F.; VERGARA, A. M.; THOMPSON, R. J. Energy investment in nurse eggs and egg capsules in *Crepidula dilatata* Lamarck (Gastropoda, Calyptraeidae) and its influence on the hatching size of the juvenile. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 232, n. 2, p. 261-274, 1999.

CHAPARRO, O. R.; SALDIVIA, C. L.; PEREDA, S. V.; SEGURA, C. J.; MONTIEL, Y. A.; COLLIN, R. The reproductive cycle and development of *Crepidatella fecunda* (Gastropoda: Calyptraeidae) from southern Chile. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, v. 85, n. 1, p. 157-161, 2005.

CRANDALL, E. D.; FREY, M. A.; GROSBERG, R. K.; BARBER, P. H. Contrasting demographic history and phylogeographical patterns in two Indo-Pacific gastropods. **Molecular Ecology**, v. 17, n. 2, p. 611-626. 2008.

COLLIN, R. Worldwide patterns in mode of development in calyptraeid gastropods. **Marine Ecology Progress Series**, v. 247, p. 103-122, 2003.

DIAZ, M. J. M.; PUYANA, H. M. **Moluscos del Caribe colombiano: um catálogo ilustrado**. Fundación Natura: Invemar, 1994. 291 p.

ESCOUTO, F. M. B. **Análise de nutrientes presentes nas águas e sedimentos do Estuário do rio Ceará**. 1996. 87p. Dissertação (Mestrado em Engenharia Civil - Recursos Hídricos) – Centro de Tecnologia, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 1996.

ESTABROOKS, W. A.; KAY, E. A.; MCCARTHY, S. A. Structure of the excretory system of hawaiian nerites (Gastropoda: Neritoidea). **Journal of Molluscan Studies**, v. 65, p. 61-72, 1999.

FERNANDES, M. L. B. **Moluscos Gastropoda do complexo estuarino lagunar de Suape-PE (Sistemática e Ecologia)**. 1990. 182p. Dissertação (Mestrado em Oceanografia) – Departamento de Oceanografia, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 1990.

FIORONI, P. Quelques aspects de l'embryogenese des prosobranchs (Mollusca: Gastropoda). **Vie et Milieu**, v. 18, p. 153-174, 1967.

FLORES, C.; CACÉRES, R. La familia Neritidae (Mollusca: Archaeogastropoda) en las aguas costeras de Venezuela. **Boletín del Instituto Oceanográfico**, Universidad de Oriente, Cumana, v. 12, p. 3-13, 1973.

FRETTER, V. The prosobranch veliger. **Journal of Molluscan Studies**, v. 37, p. 357-366, 1967.

FRETTER, V. Prosobranchs. In: WILBUR, K. M. (Org.). **The Mollusca**: Reproduction Vol. 7, Florida: Academic Press, Inc., 1984, p. 1-45.

FRETTER, V.; GRAHAM, A. **British Prosobranch Molluscs** – Their functional anatomy and ecology. 1. ed. London: Ray Society, 1962. 755 p.

GILINSKY, N. L. Stabilizing species selection in the Archaeogastropoda. **Paleobiology**, v. 7, n. 3, p. 316-331, 1981.

GRASSO, M.; TOGNETTA, M. M. P. Valor ecológico e sócio-econômico. In: SCHAEFFER-NOVELLI, Y. (Org.). **Manguezal**: Ecossistema entre a terra e o mar, São Paulo: Caribbean Ecological Research, 1995, p.43-47.

HASZPRUNAR, G. The fine morphology of the osphradial sense organs of the Mollusca. I. Gastropoda, Prosobranchia. **Philosophical Transactions of the Royal Society of London. Series B, Biological Sciences**, v. 307, n. 1133, p. 457-496, 1985.

HASZPRUNAR, G. On the origin and evolution of major gastropod groups, with special reference to the Streptoneura. **Journal of Molluscan Studies**, v. 54, p. 367-441, 1988.

HAYNES, A. Notes on the stream neritids (Gastropoda; Prosobranchia) of Oceania. **Micronesica**, v. 21, p. 93-102, 1988.

HURTADO, L.; FREY, M.; GAUBE, P.; PFEILER, E.; MARKOW, T. Geographical subdivision, demographic history and gene flow in two sympatric species of intertidal snails, *Nerita scabricosta* and *Nerita funiculata*, from the tropical eastern Pacific. **Marine Biology**, v. 151, n. 5, p. 1863-1873, 2007.

HYMAN, L. H. **The Invertebrates** Volume VI Mollusca I. New York: McGraw-Hill Book Company, 1967. 792 p.

JABLONSKI, D.; LUTZ, R. A. Molluscan larval shell morphology: Ecological and paleontological applications. In: RHOADS, D.C.; LUTZ, R.A. (Eds.). **Skeletal Growth of Aquatic Organisms**, New York: Plenum, 1980, p.323–377.

KAIM, A.; SZTAJNER, P. The opercula of neritopsid gastropods and their phylogenetic importance. **Journal of Molluscan Studies**, v. 71, n. 3, p. 211-219, 2005.

KANO, Y.; CHIBA, S.; KASE, T. Major adaptive radiation in Neritopsine gastropods estimated from 28S rRNA sequences and fossil records. **Proceedings: Biological Sciences**, v. 269, n. 1508, p. 2457-2465, 2002.

KANO, Y.; KASE, T. Systematics of the *Neritilia rubida* complex (Gastropoda: Neritiliidae): three amphidromous species with overlapping distributions in the Indo-Pacific. **Journal of Molluscan Studies**, v. 69, n. 3, p. 273-284, 2003.

KIRKEGAARD, J. Life history, growth and production of *Theodoxus fluviatilis* in Lake Esrom, Denmark. **Limnologica**, v. 36; n. 1, p. 26-41, 2006.

LACERDA, L. D. Os manguezais do Brasil. In: VANNUCCI, M. (Org.). **Os manguezais e nós**, São Paulo: EDUSP, 1999, p.185-206.

LEITÃO, S. N. A fauna do manguezal. In: SCHAEFFER-NOVELLI, Y. (Org.). **Manguezal: Ecossistema entre a terra e o mar**, São Paulo: Caribbean Ecological Research, 1995, cap. 5, p.23-27.

LESOWAY, M. P.; PAGE, L. R. Growth and differentiation during delayed metamorphosis of feeding gastropod larvae: signatures of ancestry and innovation. **Marine Biology**, v. 153, n. 4, p.723-734, 2008.

LINDBERG, D. R.; PONDER, W. F. The influence of classification on the evolutionary interpretation of structure a re-evaluation of the evolution of the pallial cavity of gastropod mollusks. **Organisms Diversity & Evolution**, v. 1, n. 4, p. 273-299, 2001.

LITTLE, C. The Evolution of Kidney Function in the Neritacea (Gastropoda, Prosobranchia). **Journal of Experimental Biology**, v. 56, p. 249-261, 1972.

LITTLE, C. **The terrestrial invasion: An ecophysiological approach to the origins of land animals**. New York: Cambridge University Press, 1990. 304p.

MAIA, L. P.; LACERDA, L. D.; MONTEIRO, L. H. U.; SOUZA, G. M. E. **Atlas dos manguezais do nordeste do Brasil**. Fortaleza: SEMACE, 2006. v. 1. 125 p.

MATTHEWS-CASCON, H.; MARTINS, I. X. Notes on the reproduction of *Neritina virginea* (Linnaeus, 1758) in northeast Brazil (Mollusca: Gastropoda: Neritidae). **Arquivos de Ciências do Mar**, v.32, p.129-132, 1999.

MATTHEWS-CASCON, H.; PINHEIRO, P. R.; MATTHEWS, H. R. A família Neritidae no norte e nordeste do Brasil Mollusca: Gastropoda. **Caatinga**, Mossoró, v. 7, p. 44-56, 1990.

MIENES, H.K. Notes on recent and fossil Neritidae, 18. *Neritina zebra* and the variability of its colour pattern. **Pallidula**, v. 21, n. 2, p. 14-17, 1991.

MIRANDA, P. T. C. **Composição e distribuição de macroalgas bentônicas no manguezal do rio Ceará (Estado do Ceará – Brasil)**. 1985. 96p. Dissertação (Mestrado em Oceanografia) – Departamento de Oceanografia, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 1985.

MIRANDA, P. T. C.; FRANÇA, M. A. M.; COUTINHO, M. L. O. **Composição florística e estrutura dos bosques de mangue dos Rios Ceará, Cocó e Pacoti**, Fortaleza: SEMACE, 1994. 48p.

MORAN, A. L. Size and performance of juvenile marine invertebrates: potential contrasts between intertidal and subtidal benthic habitats. **American Zoologist**, v. 39, n. 2, p. 304-312, 1999.

MORTON, J. E.; YONGE, C. M. Classification and Structure of the Mollusca. In: WILBUR, K. M.; YONGE, C. M. (Eds.). **Physiology of the Mollusca 1**. 1. ed. New York: Academic Press, 1964. cap. 1, p. 1-6.

MYERS, M. J.; MEYER, C. P.; RESH, V. H. Neritid and thiarid gastropods from French Polynesian streams: how reproduction (sexual, parthenogenetic) and dispersal (active, passive) affect population structure. **Freshwater Biology**, v. 44, n. 3, p. 535-545, 2000.

ORTON, R. A.; SIBLY, R. M. Egg size and growth rate in *Theodoxus fluviatilis* (L). **Functional Ecology**, v. 4, n. 1, p. 91-94, 1990.

PECHENIK, J. A. Role of encapsulation in invertebrate life histories. **The American Naturalist**, v. 114, n. 6, p. 859-870, 1979.

PECHENIK, J. A. On the advantages and disadvantages of larval stages in benthic marine invertebrate life cycles. **Marine Ecology Progress Series**, v. 177, p. 269-297, 1999.

PONDER, W. F.; LINDBERG, D. R. Towards a phylogeny of gastropod molluscs: Analysis using morphological characters. **Zoological Journal of the Linnean Society**, v. 119, p. 83-265, 1997.

PONDER, W. F.; LINDBERG, D. R. Molluscan Evolution and Phylogeny: An Introduction, In: PONDER, W.F.; LINDBERG, D.R. (Eds.). **Phylogeny and Evolution of the Mollusca**, London: University of California Press, 2008, cap. 1, p. 1-17.

POR, F. D. **Guia ilustrado do manguezal brasileiro**, São Paulo: Instituto de Biociências da USP, 1994. 82p.

POULIN, É.; BOLETZKY, S. V.; FÉRAL, J. Combined ecological factors permit classification of developmental patterns in benthic marine invertebrates: a discussion note. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v. 257, n. 1, p. 109-115, 2001.

PRZESLAWSKI, R.; BENKENDORFF, K. The role of surface fouling in the development of encapsulated gastropod embryos. **Journal of Molluscan Studies**, v. 71, n.1, p. 75-83, 2005.

PYRON, M.; COVICH, A. P. Migration patterns, densities and growth of *Neritina punctulata* snails in Rio Espiritu Santo and Rio Mameyes, Northeastern Puerto Rico, Caribe. **Caribbean Journal of Science**, v. 39, p. 338-347, 2003.

RESH, V. H.; BARNES, J. R.; BENIS-STEGGER, B.; CRAIG, D. A. Life history features of some macroinvertebrates in a French Polynesian stream. **Studies on neotropical fauna and environment**, v. 27, n. 2-3, p. 145-153, 1992.

RIOS, E. C. **Seashells of Brazil**, Rio Grande: Editora da Fundação Universidade do Rio Grande, 1994. 492p.

ROBERTSON, R. Marine prosobranch gastropods: Larval studies and systematics. **Thalassia Jugoslavica**, v. 10, p. 213-238, 1974.

RUSSEL, H. D. The Recent mollusks of the family Neritidae of the western Atlantic. **Bulletin of the Museum of Comparative Zoology**, Harvard College, v. 88, p. 347-404, 1941.

RUSSELL-HUNTER, W. D.; APLEY, M. L.; HUNTER, R. D. Early life-history of *Melampus* and the significance of semilunar synchrony. **Biological Bulletin**, v. 143, p. 623-656, 1972.

SCHAEFFER-NOVELLI, Y. **Manguezal**: Ecosistema entre a terra e o mar, São Paulo: Caribbean Ecological Research, 1995. 64p.

SHELTEMA, R. S. Larval dispersal as a means of genetic exchange between geographically separated populations of shallow-water benthic marine gastropods. **Biological Bulletin**, v. 140, n. 2, p. 284-322, 1971.

SCHNEIDER, D. W.; LYONS, J. Dynamics of upstream migration in two species of tropical freshwater snails. **Journal of the North American Benthological Society**, v. 12, n. 1, p. 3-16, 1993.

SHIGEMIYA, Y.; KATO, M. Age distribution, growth, and lifetime copulation frequency of a freshwater snail, *Clithon retropictus* (Neritidae). **Population Ecology**, v. 43, p. 133-140, 2001.

STRONG, E. E.; GARGOMINY, O.; PONDER, W. F.; BOUCHET, P. Global diversity of gastropods (Gastropoda; Mollusca) in freshwater. **Hydrobiologia**, v. 595, n. 1, p. 149-166, 2008.

SEMACE. Área de Proteção Ambiental do Estuário do Rio Ceará, **Superintendência Estadual do Meio Ambiente**. Fortaleza, 2008. Disponível em: <<http://www.semace.ce.gov.br/biblioteca/unidades/APARioCeara.asp#>>. Acesso em 28 ago. 2008.

TAN, S. K.; CLEMENTS, R. Taxonomy and distribution of the Neritidae (Mollusca: Gastropoda) on Singapore. **Zoological Studies**, v. 47, n. 4, p. 481-494, 2008.

THORSON, G. Reproductive and larval ecology of marine bottom invertebrates. **Biological Review**, n. 25, p. 1-45, 1950.

VANNUCCI, M. What is so special about mangroves? **Brazilian Journal of Biology**, v. 61, n. 4, p.599-603, 2001.

VILANOVA, M. F. V.; CHAVES, E. M. B. Contribuição para o conhecimento da viabilidade do cultivo de ostra-do-mangue, *Crassostrea rhizophorae* (Guilding, 1828) (Mollusca: Bivalvia), no estuário do Rio Ceará, Ceará, Brasil. **Arquivos de Ciências do Mar**, v. 27, p. 111-125, 1988.

WATERS, J. M.; KING, T. M.; O'LOUGHLIN, P. M.; SPENCER, H. G. Phylogeographical disjunction in abundant high-dispersal littoral gastropods. **Molecular Ecology**, v.14, n.9, p. 2789–2802, 2005.