

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
CENTRO DE AQUICULTURA DA UNESP

**RELAÇÃO ENTRE DENSIDADE DE LARVAS
DE *LIMNOPERNA FORTUNEI* NA COLUNA D’
ÁGUA E SUA COLONIZAÇÃO EM TANQUES-
REDE**

TAISSA JULIANA DE MELO

Jaboticabal, São Paulo
2019

UNIVERSIDADE ESTADUAL PAULISTA
“JÚLIO DE MESQUITA FILHO”
CENTRO DE AQUICULTURA DA UNESP

**RELAÇÃO ENTRE DENSIDADE DE LARVAS
DE *LIMNOPERNA FORTUNEI* NA COLUNA D’
ÁGUA E SUA COLONIZAÇÃO EM TANQUES-
REDE**

TAISSA JULIANA DE MELO

Orientadora: Prof. Dra. Maria Célia Portela

Co-orientadora: Dra. Daercy Maria Monteiro de Rezende Ayroza

Dissertação apresentada ao
Programa de Pós-Graduação
em Aquicultura do Centro de
Aquicultura da Unesp –
CAUNESP, como parte dos
requisitos para obtenção do
título de Mestre em Aquicultura.

Jaboticabal, São Paulo
2019

Melo, Taissa Juliana de
M528r Relação entre densidade de larvas de *Limnoperna fortunei* na
coluna d' água e sua colonização em tanques-rede / Taissa Juliana de
Melo. -- Jaboticabal, 2019
v, 46 p. : il. ; 29 cm

Dissertação (mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Centro de
Aquicultura, 2019
Orientadora: Maria Célia Portela
Coorientadora: Daercy Maria Monteiro de Rezende Ayroza
Banca examinadora: Lúcia Helena Sipaúba Tavares, Gianmarco
Silva David
Bibliografia

1. Mexilhão-dourado. 2. Bioincrustação. 3. Tanques-rede. I. Título.
II. Jaboticabal-Centro de Aquicultura.

CDU 639.4

CERTIFICADO DE APROVAÇÃO

Título: **RELAÇÃO ENTRE DENSIDADE DE LARVAS DE LIMNOPERNA FORTUNEI NA COLUNA D'ÁGUA E SUA COLONIZAÇÃO EM TANQUES-REDE**

AUTORA: TAISSA JULIANA DE MELO

ORIENTADORA: MARIA CÉLIA PORTELLA

COORIENTADORA: DAERCY MARIA MONTEIRO DE REZENDE AYROZA

Aprovada como parte das exigências para obtenção do Título de Mestra em AQUICULTURA,
pela Comissão Examinadora:


Dra. DAERCY MARIA MONTEIRO DE REZENDE AYROZA
Departamento de Desenvolvimento Descentralizado / Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios


Profa. Dra. LÚCIA HELENA SIPAUBA TAVARES
Laboratório de Limnologia / Centro de Aquicultura da UNESP, Jaboticabal-SP


Prof. Dr. GIANMARCO SILVA DAVID
Pólo Regional Centro Oeste / Agência Paulista de Tecnologia do Agronegócio, Bauru-SP

Jaboticabal, 06 de maio de 2019.

DEDICATÓRIA

Dedico a Deus.

AGRADECIMENTOS

À Deus pela oportunidade e guiar meu caminho.

À Profa. Dra. Maria Célia Portella, pela oportunidade e orientação.

À Dra. Daercy Maria Monteiro de Rezende Ayroza, pela oportunidade, colaboração, incentivo, co-orientação e amizade.

Ao Prof. Dr. Daniel Hugo Cataldo pelo conhecimento, suporte e bom humor.

Ao pessoal da APTA – Assis e do Instituto de Pesca – São Paulo, por todo apoio e carinho, em especial ao Anderson, à Lilian, Jéssica, Marina e Andrielle que foram fundamentais em todas as coletas e análises, além da amizade.

À piscicultura Ipaussu, em especial a Rafaela, por todo suporte e apoio.

Ao Luiz Evangelista e Jaqueline pela ajuda nas análises limnológicas, boas conversas, ótimos cafés e muitos conselhos.

Ao Diretor Geral do Instituto Pesca, Dr. Luiz Ayroza pelo apoio e incentivo.

À Dra. Maria Letizia Petesse, pela ajuda nas análises estatísticas interpretação dos dados.

Aos meus pais por acreditar em mim e aceitarem minha ausência. Aos meus irmãos e meus dois amores Neto e Júlia, por toda compreensão e motivação para terminar o mestrado.

Ao meu amor, pelos conselhos, companheirismo, toda inspiração, boa comida e risadas.

As minhas amigas Kelly e Daniela, pelo apoio e companheirismo de sempre.

As minhas amigas feitas em São Paulo, em especial a Sara, Juliana, Regina, Jacqueline, pelo companheirismo e bons momentos

Aos Professores do Centro de Aquicultura da UNESP, por todo conhecimento e dedicação.

A todos que passaram por esses dois anos, com conselhos, bom humor e deixando maravilhosos ensinamentos.

APOIO FINANCEIRO

Ao CNPq, que financiou minha bolsa de mestrado.

À Bio Bureau Tecnologia, através do P&D ANEEL, que financiou o projeto,
Processo FUNDEPAG nº 2008415.

À FUNDEPAG, que financiou minha bolsa, antes de ser contemplada a bolsa do
CNPq.

SUMÁRIO

RESUMO	7
ABSTRACT	8
1. INTRODUÇÃO	9
1.1. Características do <i>Limnoperna fortunei</i>	10
1.1.1. Descrição Taxonômica	10
1.1.2. Características morfológicas e biológicas	11
1.1.3. Distribuição e dispersão	14
1.2. Impacto nas pisciculturas em tanques-rede	15
2. OBJETIVO GERAL	17
2.1. Objetivos específicos	17
3. MATERIAIS E MÉTODOS	17
3.1. Área de estudo	17
3.2. Coletas das amostras, determinação da densidade dos organismos e identificação dos estágios larvais do <i>Limnoperna fortunei</i>	19
3.3. Variáveis limnológicas	21
3.4. Avaliação do recrutamento e crescimento do <i>Limnoperna fortunei</i>	22
4. RESULTADOS	26
4.1. Densidade de larvas de <i>Limnoperna fortunei</i> , Cladocera e Copepoda	25
4.2. Variáveis limnológicas	28
4.3. Recrutamento e crescimento de <i>Limnoperna fortunei</i>	31
5. DISCUSSÃO	34
6. CONCLUSÃO	38
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	39

RESUMO

Objetivou-se compreender a colonização do mexilhão-dourado, *Limnoperna fortunei*, por meio da relação entre densidade larval e incrustação das colônias. Também foram avaliadas as variáveis limnológicas e a densidade de Copepoda e Cladocera. A pesquisa foi realizada em piscicultura em tanques-rede no reservatório Chavantes, rio Paranapanema, município de Ipaussu, São Paulo. Entre janeiro e setembro de 2018 foi investigada a densidade de larvas de *Limnoperna fortunei*, Cladocera e Copepoda em três pontos e três profundidades (1,0; 2,5 e 5,0m) e o recrutamento do *L. fortunei*, mensal e acumulado, na superfície (15 x 15 cm) de tambores da piscicultura. Contagem e identificação das larvas de *L. fortunei* seguiram Cataldo et al. (2005) e de microcrustáceos o protocolo Zooplâncton de água doce: métodos qualitativo e quantitativo (CETESB, 2012). Os mexilhões aderidos aos substratos foram medidos com paquímetro digital e microscópio estereoscópico. O crescimento do molusco foi estimado utilizando a equação de Bertalanffy. Copepoda foram dominantes. Maior densidade de *L. fortunei* ocorreu de janeiro a março (máximo de 37.300 ind.m⁻³) com picos menores em maio e setembro e drástica redução de junho a agosto (menor que 5.000 ind.m⁻³). Maiores densidades de Copepoda e Cladocera também ocorreram de janeiro a março. No verão houve maior recrutamento do *L. fortunei*, com evidente redução no período mais frio. Portanto, o período reprodutivo influenciou diretamente na incrustação. Estimou-se que o *L. fortunei* pode atingir 32,88 mm. As larvas do tipo D e umbonada mostraram-se as mais adequadas para o monitoramento da espécie.

Palavras-Chave: densidade de larvas, Copepoda, Cladocera, bioincrustação, tanques-rede.

ABSTRACT

The objective was to understand the colonization of the golden mussel, *Limnoperna fortunei*, by means of the relation between larval density and incrustation of the colonies. The limnological variables and the density of Copepoda and Cladocera were also evaluated. The research was carried out in fish culture in tanks-net in the Chavantes reservoir, Paranapanema River, municipality of Ipaussu, São Paulo. Between January and September 2018, the density of larvae of *Limnoperna fortunei*, Cladocera and Copepoda was investigated in three points and three depths (1,0, 2,5 and 5,0m) and the recruitment of *L. fortunei*, monthly and accumulated, on the surface (15 x 15cm) of fish farming drums. Count and identification of larvae of *L. fortunei* followed Cataldo et al. (2005) and microcrustaceans the Freshwater Zooplankton protocol: qualitative and quantitative methods (CETESB, 2012). The mussels adhered to the substrates were measured with digital caliper and stereoscopic microscope. Mollusk growth was estimated using the Bertalanffy equation. Copepoda were dominant. Higher density of *L. fortunei* occurred from January to March (maximum of 37,300 ind.m⁻³) with lower peaks in May and September and a drastic reduction from June to August (less than 5,000 ind.m⁻³). Higher densities of Copepoda and Cladocera also occurred from January to March. In the summer there was more recruitment of *L. fortunei*, with evident reduction in the colder period. Therefore, the reproductive period had a direct influence on the scale. It was estimated that *L. fortunei* can reach 32.88 mm. D and umbonate larvae were the most suitable for monitoring the species.

Key words: larval density, Copepoda, Cladocera, biofouling, net tanks.

1. INTRODUÇÃO

As colonizações, migrações e o recente processo de globalização facilitaram a transposição das barreiras e a introdução de espécies em regiões fora da sua distribuição original (Pivello, 2011). Desta forma, atualmente, as invasões biológicas tornaram-se um dos grandes problemas mundiais, que afeta a biodiversidade e as atividades econômicas. O Ministério do Meio Ambiente considera as invasões biológicas como a segunda maior causa de extinção de espécies no planeta, influenciando diretamente na biodiversidade, economia e saúde humana (MMA, 2011).

Limnoperna fortunei (Dunker, 1856), popularmente conhecido como mexilhão-dourado é uma espécie invasora no Brasil que causa danos à fauna nativa e às atividades que utilizam o recurso hídrico continental, tais como, o setor hidrelétrico, as plantas processadoras e a piscicultura em tanques-rede. Trata-se de um molusco bivalve, da família Mytilidae, nativo do sudeste da Ásia (Ricciardi 1998), registrado pela primeira vez na América do Sul em 1991, no balneário Bagliardi, Argentina (Darrigran e Pastorino, 1993). Esses autores afirmaram que, provavelmente, o mexilhão-dourado foi introduzido via água de lastro de embarcações oriundas de portos asiáticos. No Brasil, o primeiro registro foi em 1998, ao mesmo tempo em Porto Alegre/RS (Mansur et al., 2003) e no Mato Grosso do Sul (Darrigran e Damborenea, 2009). Atualmente, sua dispersão estende-se pelos ecossistemas aquáticos das regiões sul, sudeste, centro-oeste (Darrigran e Mansur, 2009) e nordeste (Barbosa et al., 2016).

Estratégias, tais como, maturidade sexual precoce, alta fecundidade, rápido crescimento e ampla tolerância às condições ambientais, permitem que *L. fortunei* seja uma espécie invasora de sucesso (Darrigran, 2002). De acordo com Mansur et al. (2003), o avanço da migração do molusco é de aproximadamente 400 km/ano nos sistemas fluviais brasileiros.

Em pisciculturas instaladas nos reservatórios de usinas hidrelétricas, o mexilhão-dourado se fixa às telas dos tanques-rede por meio das fibras proteicas do bisso (Fróes et al., 2013). As macroaglomerações formadas obstruem as malhas, reduzindo a oxigenação e a dispersão dos resíduos, causando prejuízo à qualidade da água dentro dos tanques (De Nys e Guenther, 2009). A presença de

grandes quantidades de incrustantes biológicos também provoca o aumento do peso das redes, resultando em danos às estruturas de flutuação dos tanques-rede (Costa et al., 2018; Santos et al., 2012).

Nos ecossistemas invadidos, *L. fortunei* promove modificações, que podem ser negativas, como o impacto na ciclagem de nutrientes, na abundância fitoplânctônica (florações de Cyanobacteria) e a introdução de novos parasitas de peixes, ou positivas, como o aumento de abundância e da diversidade bentônica e de alimentos para larvas e adultos de peixes (Boltovskoy et al., 2009; Cataldo et al., 2012; Molina et al., 2012). Em experimentos laboratoriais, Molina et al. (2012) constataram que o zooplâncton representa aproximadamente 67% da biomassa no conteúdo estomacal do molusco, principalmente representado por Cladocera e náuplos de Copepoda. Molina et al., (2010) afirmaram que a taxa de predação é positivamente relacionada aos tamanhos menores, sugerindo haver forte pressão seletiva do molusco sobre o zooplâncton, mas os dados disponíveis sobre esse tema são escassos.

1.1. Características do *Limnoperna fortunei*

1.1.1. Descrição Taxonômica

Na América, a Família Mytilidae tem apenas formas nativas marinhas e estuarinas, com a exceção do *L. fortunei*, que é o único exemplar do grupo encontrado em águas doces (Darrigran e Damborenea, 2009). Morton (1973,2015) sugere a seguinte classificação científica:

Reino: Animalia

Filo: Mollusca

Classe: Bivalve

Subclasse: Pteriomorphia

Ordem: Mytiloida

Família: Mytilidae

Gênero: *Limnoperna*

Espécie: *Limnoperna fortunei*

1.1.2. Características morfológicas e biológicas

Em águas claras, as conchas (ou valvas) do *L. fortunei* são de cor marrom-amarelada, o que, provavelmente, seja o motivo do nome vulgar “mexilhão-dourado” (Santos et al., 2012). Contudo, a coloração e a espessura da concha podem variar de acordo com o ambiente (Darrigran e Damborenea, 2009).

A concha do Bivalve é composta por três camadas: a interna, chamada nacarada, que fica em contato com as partes moles do animal (manto), de coloração branca e roxa (CABI, 2018); a média, chamada camada prismática ou óstraco; e a externa, chamada orgânica ou perióstraco, fina, lisa e brilhante, variando de castanho escuro a amarelo, constituída principalmente por material orgânico (Brusca e Brusca, 1996; Ruppert e Barnes, 2005).

A charneira dorsal é uma estrutura derivada do perióstraco, por meio da qual as conchas se articulam uma com a outra. Músculos adutores, de tamanhos desiguais, são responsáveis pelo fechamento das valvas, enquanto os ligamentos da charneira (interno e externo) abrem as valvas (Ruppert e Barnes, 2005). As dimensões das valvas são regulares e simétricas, ocorrendo uma forte correlação entre comprimento total e largura total das conchas (Morton, 1973).

Internamente, o manto, ou “parte mole”, possui duas grandes cavidades, onde se encontram o pé, a massa visceral e as brânquias. Na base do pé são produzidos os filamentos de bisso, formados principalmente por fibras de colágeno, a partir de uma região produtora composta por canalículos (Carrington, 2002; Froés et al., 2013). De maneira que, o mexilhão-dourado possui fios de bisso, similarmente a um mexilhão marinho, no entanto, suporta baixa salinidade (Darrigran e Drago, 2000).

O bisso permite a fixação em uma grande diversidade de substratos, tanto naturais quanto artificiais, ou sobre outros organismos (Morton, 1973, 2015; Morton et al., 1998). A produção do bisso e a superfície plana ventral das valvas, que contribui para uma adesão maior aos substratos, são adaptações que favoreceram o modo de vida epifaunal do *L. fortunei* (Darrigran e Damborenea, 2009) (Figura 1).

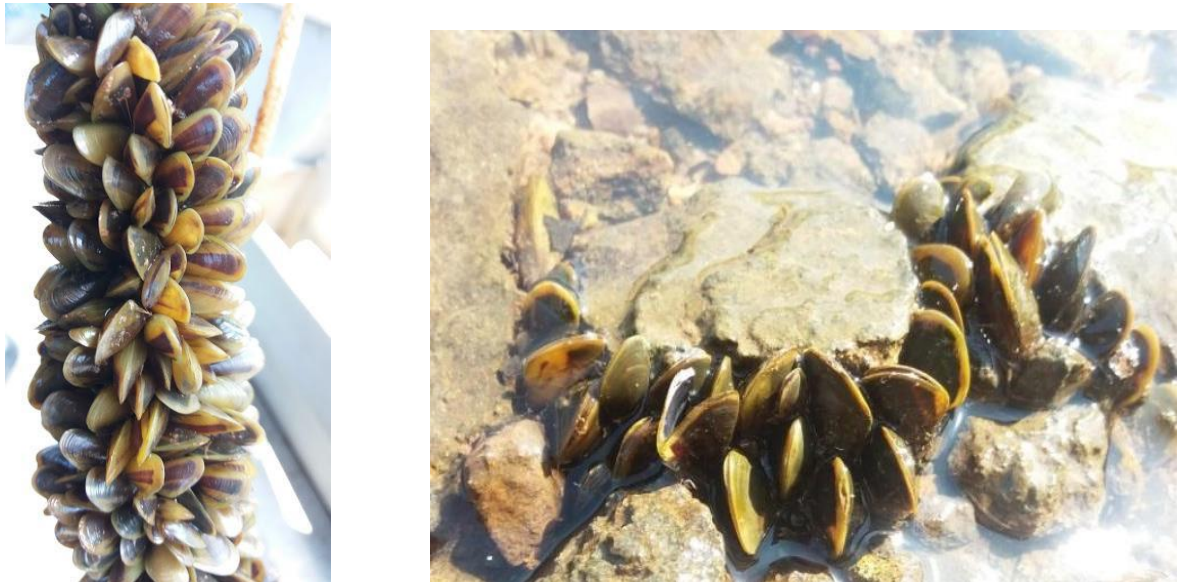


Figura 1. Aglomerado de mexilhão-dourado aderido a uma corda (A) e em fendas de pedras (B).

Sifões inalantes e exalantes, formados na região posterior do animal, a partir da extensão do manto, permitem a entrada e saída de água, respectivamente (Brusca e Brusca, 1996; Ruppert e Barnes, 2005).

As brânquias do *L. fortunei* possuem cílios, que geram uma corrente direcionando a água pelo sifão inalante para a cavidade do manto e brânquias. As partículas alimentícias são direcionadas para a boca para ingestão, enquanto as partículas não alimentícias são envoltas em muco secretado pelas células das brânquias e eliminadas como pseudofeces, via sifão exalante (Darrigran e Damborenea, 2009). O mexilhão-dourado é um organismo filtrador, que se alimenta principalmente de fitoplâncton, mas também de animais, como larvas de Rotifera, Nematoda, Cladocera, Copepoda, Ostracoda e do próprio *L. fortunei* (Molina et al., 2015). Silva (2006) observou que a espécie pode resistir até 63 dias sem alimento.

Limnoperna fortunei apresenta fecundação externa e sexos separados, mas não há dimorfismo sexual evidente (Boltovskoy et al., 1999; Choi e Shin, 1985; Morton, 1982; Darrigran e Damborenea, 2009).

As larvas do molusco são de vida livre planctônica, que facilita a dispersão rio abaixo, sendo o desenvolvimento larval dividido em duas etapas (Cataldo, 2015; Cataldo et al., 2005):

- **Estágios não valvados**

Da fecundação até a formação completa das valvas. Nesse período a alimentação é vitelar. Resumidamente, o primeiro estágio é o ovo, que apresenta diâmetro de 80 a 100 μm , seguido de quatro divisões celulares até o estágio de mórula. Posteriormente, evolui para trocófora (95 a 110 μm), que apresenta coroa ciliar e flagelos centrais. No final desse estágio o corpo começa a ganhar forma e apresenta primórdios de conchas (Santos et al., 2005).

- **Estágios valvados**

As fases valvadas são: véliger de charneira reta (115–160 μm), caracterizado por possuir uma charneira reta valvar e desenvolvimento total do véu; véliger umbonada (156–220 μm), que apresenta o desenvolvimento do umbo (protuberância na margem dorsal da concha) e início da absorção do véu; e plantígrada ou pedivéliger (250–405 μm), quando finaliza a fase natatória e o mexilhão está pronto para fixação, com pés musculosos e secretando bisso, com formato semelhante ao adulto. Nesses estágios, as conchas cobrem totalmente o corpo da larva. As fases valvadas podem ser diferenciadas pela forma, comprimento de valva, ausência e/ou presença de algumas estruturas (Santos et al., 2005). Na Figura 2 estão ilustrados alguns dos estágios larvais.

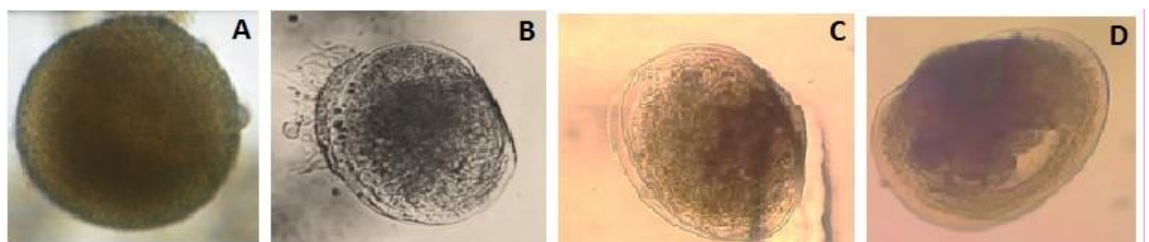


Figura 2. Estágios larvais do *L. fortunei* observados no laboratório da Unidade de Referência em Limnologia do Instituto de Pesca (São Paulo). A. Estágio não valvado, B. Véliger de charneira Reta, C. Véliger umbonada e D = plantígrada ou pediveliger.

A densidade larval do mexilhão-dourado é um indicativo do período reprodutivo e de quando devem ser tomadas medidas de controle da espécie (Cataldo e Boltovskoy, 2000). Choi e Kim (1985) e Cataldo et al. (2005) afirmaram que a temperatura é o fator regulador do tempo do desenvolvimento larval, que

pode durar de 11 a 21 dias até que a larva se fixe. Na América do Sul, a maturidade sexual foi observada entre 5-6 mm de comprimento no período de inverno-primavera e entre 7-10 mm no outono (Darrigran et al., 1999). Os processos de produção, maturação e desova dos gametas são distintos sob diferentes condições ambientais (temperatura, disponibilidade de alimentos, adensamento dos indivíduos, entre outras) (Callil et al., 2012).

1.1.3. Distribuição e dispersão

Boltovskoy (2015) afirmou que a combinação dos seguintes fatores garantiu o sucesso da invasão e rápida dispersão do *L. fortunei* para várias localidades:

- ✓ Biologia da espécie, larvas planctônicas e adultos sésseis: o adulto pode viajar contra a corrente, aderido a embarcações, estabelecendo-se a jusante, semeando novas populações e liberando suas larvas de vida livre. Além disso, o molusco é um típico estrategista-r que se recupera rapidamente de reduções catastróficas da população.
- ✓ Alterações extensivas de paisagens, com a construção de reservatórios, aumento da conectividade entre bacias e do transporte fluvial: essas alterações permitiram que o mexilhão-dourado possa superar as barreiras geográficas que o limita. Seu mecanismo de dispersão mais importante é a fixação nos cascos de embarcações.

Na América do Sul, a partir do seu aparecimento no estuário do Río de la Plata, *L. fortunei* rapidamente colonizou as águas da Argentina (em 1991), Uruguai (em 1994), Paraguai (em 1997), Brasil e Bolívia (em 1998) (Darrigran e Mansur, 2009, 2006).

No Brasil, sua introdução foi inicialmente registrada no lago Guaíba, no Rio Grande do Sul, através da Lagoa dos Patos (Mansur et al., 2003), e no Mato Grosso, onde populações do Río de la Plata, subiram pelo Rio Paraná e Uruguai (Darrigran e Damborenea, 2009). Atualmente, *L. fortunei* já alcançou o reservatório de Sobradinho, na Bahia, região nordeste do país (Barbosa et al., 2016) (Figura 3).

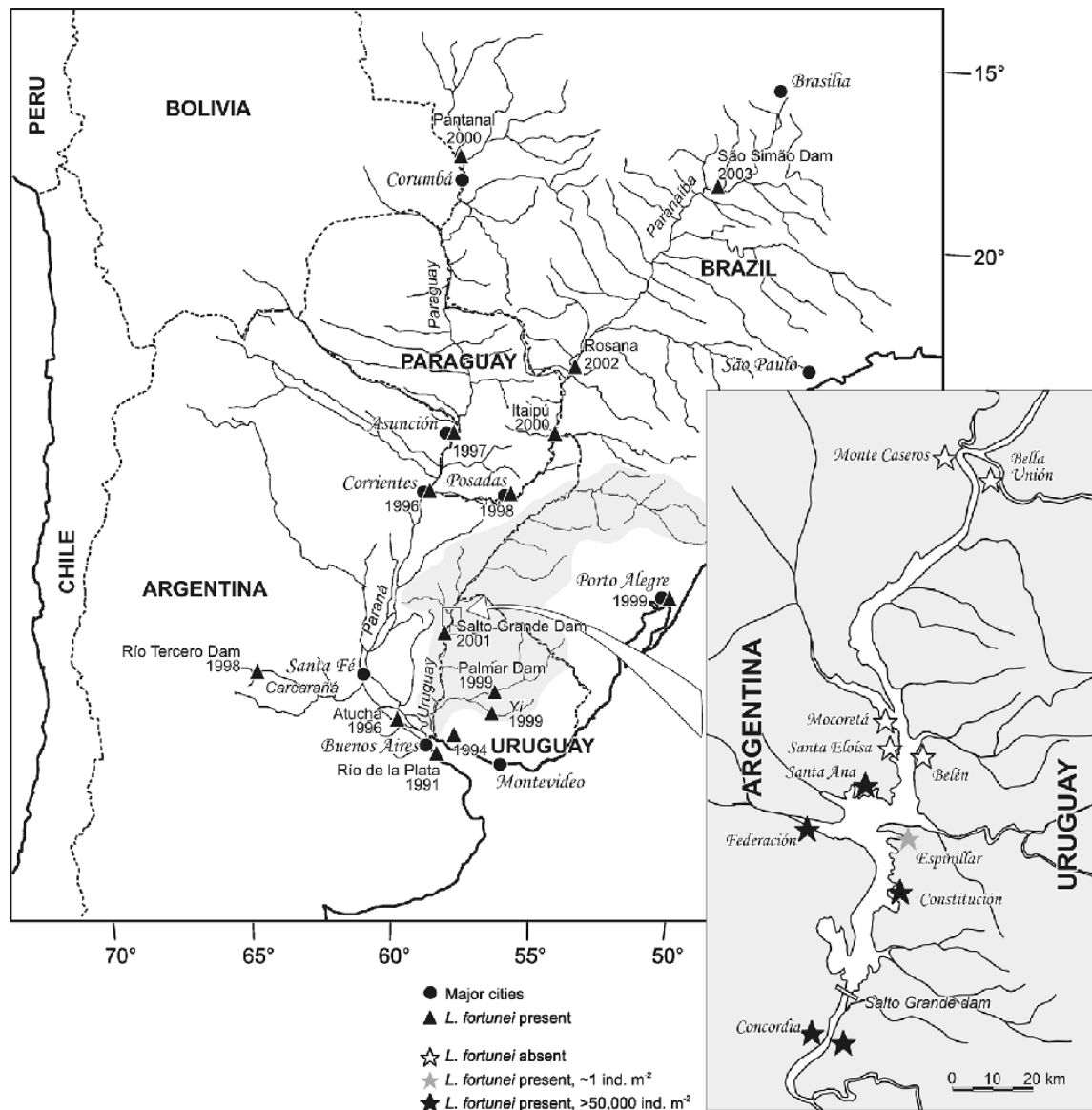


Figura 3. Dispersão do mexilhão-dourado na América do Sul. Fonte: Boltovskoy et al. (2006).

1.2. Impacto nas pisciculturas em tanques-rede

A piscicultura no sistema de tanques-rede é uma modalidade intensiva de produção, baseada na contínua renovação de água, a qual propicia a manutenção da qualidade da água dentro das estruturas de criação e a remoção dos metabólitos e dejetos produzidos pelos animais (Colt e Montgomery, 1991). Este sistema apresenta vantagens técnicas, comparativamente aos tanques-escavados, tais como, maior controle da produção, menor capital de investimento e menor custo de produção (Halwart et al., 2007).

A fixação do *L. fortunei* nas telas dos tanques-rede obstrui a abertura da malha, dificultando a circulação da água dentro das estruturas de criação, reduzindo a oxigenação e a eliminação de restos de alimentos e resíduos metabólicos (Figura 4). Consequentemente, a capacidade de suporte nas unidades de cultivo é reduzida. Também, pode haver aumento na morbidade devido ao dano corporal causado pela concha do molusco (Costa et al., 2018).



Figura 4. Tela de tanque-rede infestada pelo mexilhão-dourado.

Assim, a limpeza das telas dos tanques-rede para a retirada dos mexilhões, geralmente realizada com lavadora de alta pressão, torna-se um item obrigatório no manejo da piscicultura em áreas infestadas. Este procedimento aumenta o custo com mão de obra, manutenção das gaiolas, energia elétrica, investimento em equipamentos e, em algumas situações, com a construção de estruturas para a realização deste manejo (Costa et al., 2018). Os autores afirmaram que a infestação pelo mexilhão-dourado nas pisciculturas causa impacto econômico, aumentando em até 40% o custo de produção do pescado.

A evolução das incrustações é função direta, entre outros fatores, da atividade reprodutiva do bivalve (Cataldo et al., 2005). Neste sentido, é importante conhecer as épocas do ano em que o molusco está reprodutivamente ativo como subsídio para medidas de controle na piscicultura.

Dessa forma, a contagem e identificação dos estágios larvais associados a outros organismos zooplanctônicos e à fixação do mexilhão-dourado em áreas com pisciculturas em tanques-rede podem servir subsídio para o desenvolvimento de estratégias e tecnologias para a mitigação de impactos dessa bioinvasão.

2. OBJETIVO GERAL

Compreender a colonização do mexilhão-dourado na piscicultura em tanques-rede, por meio da investigação da relação entre a densidade e estágio das larvas de *L. fortunei* presentes na coluna d'água e a incrustação das colônias em substrato artificial e a relação quantitativa com outros organismos zooplanctônicos.

2.1. Objetivos específicos

- Verificar a densidade mensal e no decorrer do período (acumulada) e o comprimento da concha dos mexilhões aderidos à substrato artificial;
- Analisar a variação estacional da abundância de larvas de *L. fortunei*, Cladocera e Copepoda na coluna d'água;
- Diferenciar os estágios larvais de *L. fortunei* (valvados e não valvados);
- Avaliar o crescimento mensal dos mexilhões aderidos aos tambores.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Área de estudo

A pesquisa foi realizada em uma piscicultura no reservatório Chavantes, localizado no rio Paranapanema, divisor natural entre os estados de São Paulo e Paraná (Figura 5), onde foi construída uma série de 11 reservatórios para geração de energia elétrica. Chavantes e outros sete reservatórios estão sob a concessão do grupo China Three Gorges Corporation (CTG, 2018).



Figura 5. Localização da piscicultura em tanques-rede (P), no reservatório Chavantes, rio Paranapanema (SP/PR). Fonte: Google Earth ©Cnes/Spot Imagem

O reservatório Chavantes, com 400 km² e capacidade de armazenar 8,8 bilhões de m³, é caracterizado por ser do tipo acumulação, contribuindo para o controle do nível de água das represas a jusante (CTG, 2018). Além disso, o reservatório também é utilizado para abastecimento público, consumo industrial, recreação, pesca, irrigação, transporte, lançamento de efluentes domésticos e atividade aquícola.

A piscicultura avaliada foi implantada em 2006, no município de Ipaussu, SP, compreendendo uma área de 5,0 ha de espelho d'água. No início da pesquisa contava com 172 tanques-rede de 6m³ (2,0m x 2,0m x 1,9m) e 155 tanques 31m³ (6,0m x 3,0m x 2,0m) para a criação de tilápia (*Oreochromis niloticus*). De acordo com informações obtidas dos funcionários, a presença do mexilhão-dourado nessa piscicultura tem sido observada desde 2009.

3.2. Coletas das amostras, determinação da densidade dos organismos e identificação dos estágios larvais do *Limnoperna fortunei*

De janeiro a setembro de 2018, mensalmente foram realizadas amostragens zooplancônicas em três pontos da piscicultura (P1, P2 e P3) e três profundidades (1,0; 2,5 e 5,0 metros). Os pontos amostrais P1 e P2 foram localizados em função da maior concentração de tanques-rede e o P3 por estar mais próximo do local onde os tanques-rede são lavados (Figura 6). As profundidades das amostragens foram determinadas no primeiro mês de coleta, sendo a menor delas equivalente à metade da profundidade do tanque-rede. As demais foram definidas em função da zona eufótica, multiplicando-se o valor da leitura do Disco de Secchi pelo fator 2,8 (Esteves,1998) para estabelecer a maior profundidade (5,0m) e dividindo-se por 2 para estabelecer a profundidade intermediária. A média dos valores de profundidade total nos pontos amostrados foi: 30,8m (P1), 32,8m (P2) e 23,0m (P3). Ressalta-se que no mês de janeiro, quando ainda estávamos estabelecendo a logística da pesquisa, as avaliações foram feitas nos três pontos, mas apenas no P1 foram obtidos dados nas três profundidades.

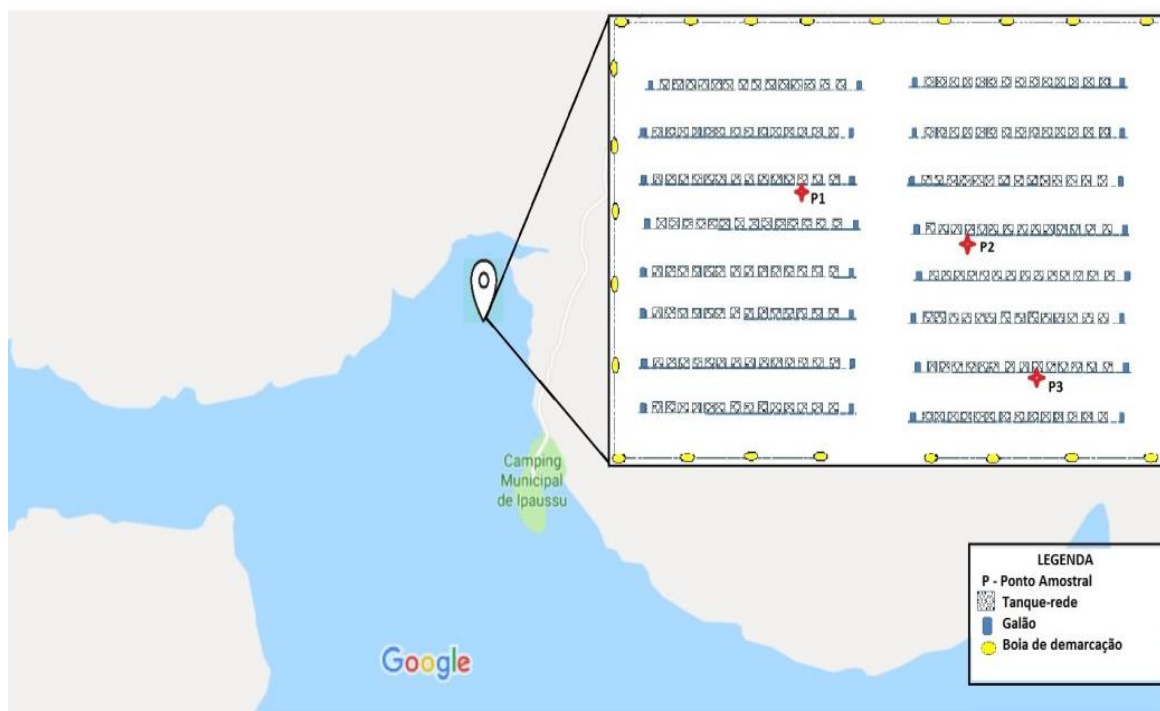


Figura 6. Diagrama ilustrativo dos pontos amostrais na Piscicultura Ipaussu, reservatório de Chavantes, SP/PR.

As amostras foram coletadas com bomba de sucção para filtragem de 1.000L de água em rede de plâncton cônica de 40µm de abertura de malha (Figura 7). Os organismos retidos na rede foram preservados com formol a 4% em frascos de vidro de 150mL.



Figura 7. Amostragem de zooplâncton, utilizando bomba de sucção e rede de plâncton.

No laboratório, a contagem e identificação dos estágios larvais não-valvados (ovo à trocófora) e valvados (véliger de charneira reta, véliger umbonada e plantígrada) de *L. fortunei* foram feitas da seguinte forma, segundo Cataldo et al. 2005:

- Cada amostra foi filtrada com peneira de 26 µm de abertura de malha e os organismos retidos foram transferidos para um béquer;
- No béquer acrescentou-se um volume de água conhecido e adequado para cada contagem e identificação;
- A amostra foi homogeneizada em movimentos aleatórios com auxílio da pipeta de Hensen-Stempel (1mL);

- Subamostras de 1mL foram retiradas com a pipeta Hensen-Stempel e transferidas para câmaras de Sedgewick Rafter;
- A contagem e a identificação dos organismos presentes nas amostras foram realizadas com microscópio Bel BIO2TECH-PLAN, em número suficiente para se obter um erro menor que 20% (Frontier, 1981).

A contagem de Cladocera e Copepoda seguiu o protocolo “Zooplâncton de água doce: métodos qualitativo e quantitativo” (CETESB, 2012).

A densidade de larvas de *L. fortunei*, Copepoda e Cladocera foi determinada por litro e posteriormente por metro cúbico, aplicando a seguinte fórmula:

$$X \text{ (Ind./m}^3\text{)} = \left(\frac{A \times V_{\text{diluição}}}{V_{\text{subamostra}} \times V_{\text{filtrado}}} \right) \times 1.000$$

A = média de organismos contados na amostra

V_{diluição} = volume da diluição da amostra

V_{Subamostra} = 10 mL

V_{Filtrado} = volume total filtrado na coleta

Para verificar o efeito do fator tempo na densidade dos organismos avaliados foi utilizada a análise Anova de medidas repetidas, no pacote Statistical Package for the Social Sciences (SPSS), considerando-se a falta de independência entre as amostras coletadas. Previamente foi feito o teste de normalidade de Shapiro-Wilk e de esfericidade de Mauchly.

3.3. Variáveis limnológicas

Simultaneamente às amostragens dos organismos, nos três pontos amostrados foi verificada a transparência (disco de Secchi) e nas três profundidades foram obtidas medidas de temperatura, pH, concentração de oxigênio dissolvido, condutividade elétrica e turbidez, utilizando sonda multiparâométrica da marca Horiba U-52G.

Também, foram coletadas amostras na subsuperfície dos três pontos para a determinação de clorofila *a*. As amostras foram filtradas com bomba de sucção

e filtro de microfibra de vidro Ap20. Os filtros com o material retido foram colocados em envelopes de papel alumínio, identificados e encaminhados em caixa térmica com gelo para a Unidade Laboratorial de Referência em Limnologia do Instituto de Pesca, em São Paulo (SP). A determinação de clorofila a seguiu a metodologia de Marker et al. (1980).

Os dados das variáveis limnológicas foram submetidos à Análise de Componentes Principais (ACP) (Hair et al., 2009), usando o softer StatSoft, Inc. software 2004, para verificar a variabilidade entre as amostras.

A relação entre a densidade de larvas presentes na coluna d'água e as variáveis limnológicas foi investigada por meio da correlação de Pearson, na qual os resultados das coordenadas dos fatores do primeiro eixo da ACP foram relacionados com os resultados de densidade de larvas.

6. Avaliação do recrutamento e crescimento do *Limnoperna fortunei*

Com o objetivo de avaliar o recrutamento, isto é, a densidade de novos indivíduos fixados, e o crescimento mensal dos mesmos ao longo do tempo, os próprios tambores (ou galões) do sistema de apoio dos tanques-rede foram utilizados como substrato artificial (Figura 8).



Figura 8. Tambores do sistema de apoio de piscicultura no sistema de tanques-rede com mexilhões-dourados aderidos.

Em janeiro foram selecionados aleatoriamente seis tambores da piscicultura, que tiveram duas superfícies limpas com uma espátula para a retirada de mexilhões e outros materiais aderidos, as quais foram numeradas de 1 a 12. No mês seguinte, foi sorteada uma das superfícies para raspagem, a qual foi raspada mensalmente durante toda a investigação, representando os mexilhões fixados no período de, aproximadamente, um mês. Nos meses subsequentes, realizou-se o sorteio de mais uma superfície para ser representativa dos mexilhões fixados desde o início, ou seja, do acúmulo de dois meses, três meses, e assim sucessivamente até o mês de julho (seis meses), quando os tambores foram retirados para manutenção da piscicultura.

Os mexilhões raspados foram recolhidos em uma bandeja com gabarito de 15 x 15 cm e tela de nylon com 40 μm de abertura (Figura 9), apoiada no tambor. As amostras foram fixadas com formol a 4%.



Figura 9 – Bandeja para amostragem de mexilhões aderidos à substrato artificial, com gabarito e tela de nylon de 40 μm .

Os indivíduos maiores foram contados e medidos com paquímetro digital (precisão 0,001 mm). Para a avaliação dos indivíduos menores, as amostras foram concentradas e as contagens foram realizadas em placa de acrílico quadriculada sob microscópio estereoscópico (Figura 10). Foram considerados indivíduos fixados, aqueles com comprimento maior que 250 μm , que é o menor

tamanho das larvas plantígradas (Cataldo, 2005). Os indivíduos com comprimento menor que 2 mm foram considerados juvenis (Boltovskoy e Cataldo, 1999).



Figura 10. Medição do mexilhão-dourado em laboratório: Paquímetro digital (A) e Microscópio estereoscópico (B).

A variação da densidade e o comprimento dos indivíduos (mensal e acumulada ao longo do tempo) foram demonstrados em tabelas. A análise do crescimento foi realizada a partir dos resultados do recrutamento nos tambores representativos dos mexilhões acumulados, utilizando a equação sazonalizada de Bertalanffy (Pauly, 1987), conforme descrito abaixo, mediante o programa

ELEFAN (Electronic Length Frequency Analysis), presente no pacote FISAT II (FAO-ICLARM Stock Assessment Tool).

Equação sazonalizada de Bertalanffy:

$$L_t = L_{\infty} [1 - e^{-(k(t-t_0) - (C K / 2\pi) \sin(2\pi(t-WP)))}]$$

Onde,

L_t = comprimento previsto na idade t ;

L_{∞} = comprimento assintótico ou máximo teórico;

K = constante de crescimento;

C = amplitude da oscilação do crescimento sazonal, que varia entre 0 e 1;

WP = ponto de inverno, que indica o período do ano no qual a taxa de crescimento é menor (expresso como uma fração decimal);

t_0 = idade teórica de um molusco com comprimento zero;

t = idade final de um molusco.

4. RESULTADOS

4.1. Densidade de larvas de *Limnoperna fortunei*, Cladocera e Copepoda

A densidade dos organismos variou ao longo do tempo com maiores valores de janeiro a março, com predominância de Copepoda. Picos múltiplos foram observados para todas as espécies analisadas no decorrer do período. No caso do mexilhão, picos múltiplos com densidades similares ocorreram nos meses de janeiro, fevereiro, maio e setembro e evidente redução entre junho e agosto. Picos menores foram observados para Cladocera, a cada 2 meses (maio, julho e setembro), enquanto que para Copepoda apareceram um pouco mais tarde, em junho, julho e setembro (Tabela 1 e Figura 11).

Tabela 1. Densidade de larvas de *L. Fortunei*, Cladocera e Copepoda, Em diferentes profundidades da piscicultura Ipaussu, De janeiro a setembro de 2018.

Pontos Amostrais	Organismos	Prof. (m)	Coletas								
			J	F	M	A	M	J	J	A	S
1	<i>L. fortunei</i> (ind.m ⁻³)	1,0	14.400	8.900	11.350	2.975	2.625	855	3.200	1.680	6.900
		2,5	3.886	1.661	15.075	1.780	5.520	1.029	2.090	944	3.514
		5,0	1.645	2.831	13.900	2.200	7.100	987	880	380	4.740
	Cladocera (ind.m ⁻³)	1,0	17.680	3.200	4.743	400	263	220	280	80	1.088
		2,5	68.769	16.133	25.700	660	336	331	983	384	814
		5,0	19.543	2.373	5.314	460	750	240	1.053	290	2.160
	Copepoda (ind.m ⁻³)	1,0	32.067	26.531	21.257	2.033	200	1.809	4.020	987	4.950
		2,5	27.164	21.657	71.829	4.060	544	2.147	6.690	3.640	7.693
		5,0	61.050	5.229	21.714	3.420	563	1.296	5.760	1.120	3.360
2	<i>L. fortunei</i> (ind.m ⁻³)	1,0	9.867	4.650	6.386	1.509	1.509	880	2.766	800	863
		2,5	-	6.067	19.943	1.800	4.900	1.064	1.413	420	4.000
		5,0	-	5.010	17.600	1.744	4.213	920	1.075	750	10.500
	Cladocera (ind.m ⁻³)	1,0	18.500	4.933	4.800	229	2.870	760	1.474	80	500
		2,5	-	1.700	15.067	448	2.900	776	1.040	220	1.200
		5,0	-	6.200	18.240	288	2.827	720	1.120	188	5.900
	Copepoda (ind.m ⁻³)	1,0	52.000	26.400	59.000	1.623	3.531	9.890	4.160	1.240	736
		2,5	-	6.571	27.900	1.504	1.220	3.000	7.600	220	5.800
		5,0	-	12.440	22.933	1.968	3.180	2.907	7.800	1.500	4.600
3	<i>L. fortunei</i> (ind.m ⁻³)	1,0	15.800	13.300	5.600	5.340	11.493	2.352	1.417	2.267	4.912
		2,5	-	4.650	37.300	1.840	16.816	1.111	554	560	5.625
		5,0	-	3.390	29.778	4.240	10.420	720	1.040	80	3.750
	Cladocera (ind.m ⁻³)	1,0	7.800	1.400	4.000	460	507	180	457	107	525
		2,5	-	11.000	7.800	720	5.264	124	2.053	100	1.725
		5,0	-	8.160	16.000	848	5.000	240	1.280	453	3.263
	Copepoda (ind.m ⁻³)	1,0	19.400	27.900	30.400	1.460	773	1.136	2.137	387	3.330
		2,5	-	21.000	31.900	3.627	3.790	2.210	6.080	549	4.950
		5,0	-	14.160	16.720	2.912	3.700	2.320	2.520	933	3.263

* (-) não houve coleta

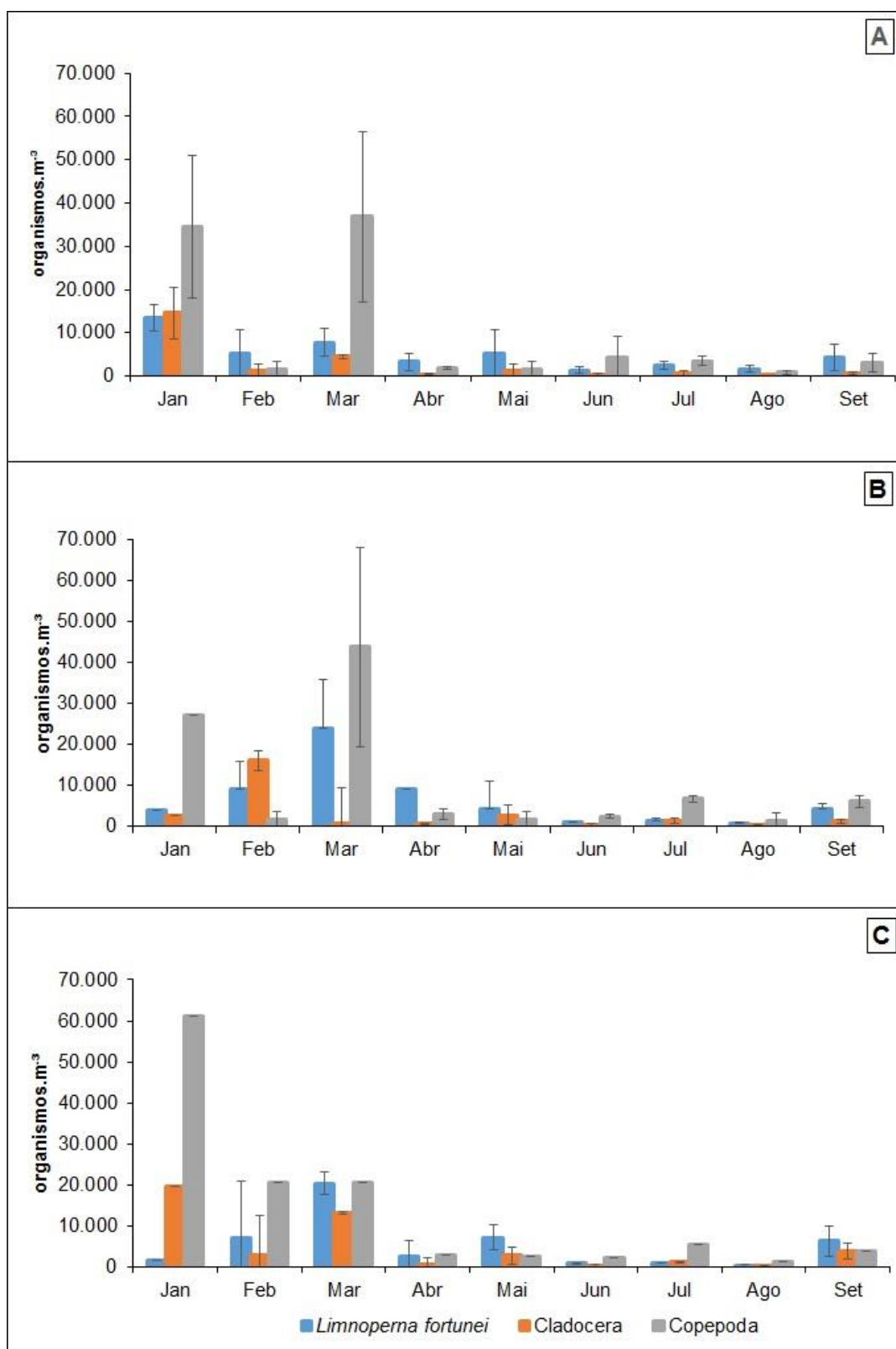


Figura 11. Variação sazonal da densidade de larvas de *L. fortunei*, Cladocera e Copepoda (média e desvio-padrão), em diferentes profundidades da Piscicultura Ipaussu, entre janeiro e setembro de 2018. A = 1,0m, B = 2,5m e C = 5,0m.

Os organismos foram registrados nas três profundidades amostradas, sem um padrão evidente de distribuição e de relação entre as espécies. A maior abundância de mexilhão-dourado foi registrada a 2,5m no mês de março, 24.106 ind.m⁻³, e a menor na profundidade de 5,0m em agosto, 403 ind.m⁻³.

A proporção entre larvas valvadas e não valvadas do *L. fortunei*, considerando o valor médio mensal de todas as amostras, dos diferentes pontos e profundidades, está apresentada na Figura 12.

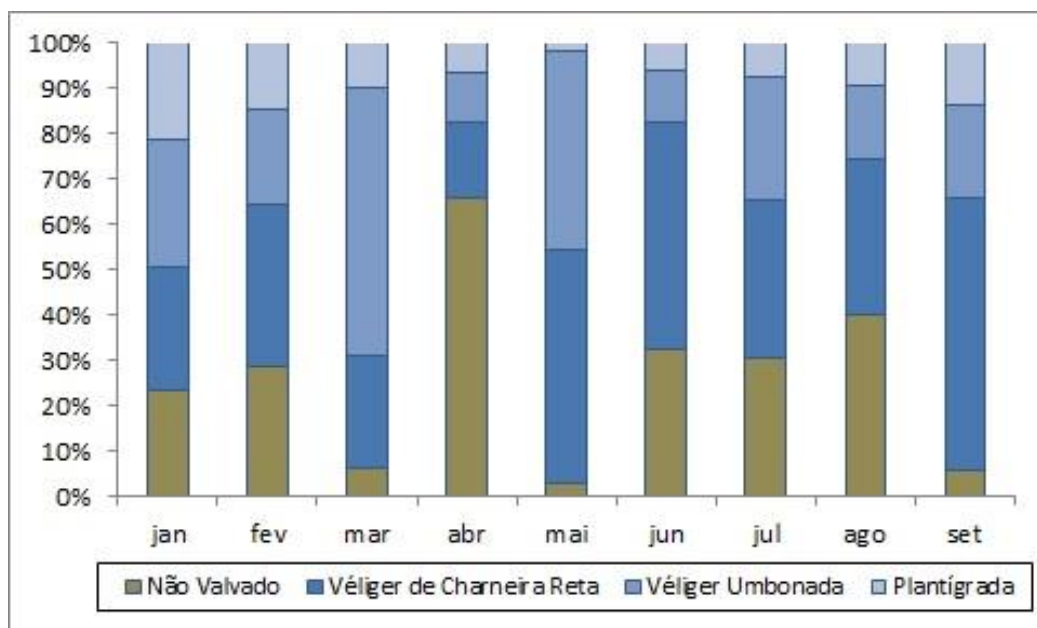


Figura 12. Proporção dos diferentes estágios larvais de *L. fortunei* observada em amostragens feitas em três pontos e três profundidades de piscicultura em tanques-rede.

Mensalmente, ocorreu grande variação na proporção entre os estágios larvais, mas se observou que as larvas plantígradas ocorreram em menor proporção e houve o predomínio dos estágios valvados tipo D e umbonadas, com exceção do mês de abril.

4.2. Variáveis limnológicas

Os resultados das variáveis limnológicas estão apresentados na tabela 2.

Tabela 2. Variáveis limnológicas avaliadas em área com piscicultura em tanques-rede, entre janeiro e setembro de 2018.

Pontos Amostrais	Variáveis Limnológicas	Prof. (m)	Período de Coleta								
			J	F	M	A	M	J	J	A	S
1	pH	1,0	6,69	6,33	6,76	7,93	7,10	5,93	6,56	5,50	5,99
		2,5	6,36	6,27	6,69	7,47	6,71	6,08	6,74	6,05	6,20
		5,0	6,31	6,23	6,78	7,07	6,57	6,25	6,79	6,05	6,23
	Condutividade elétrica (µS.cm ⁻¹)	1,0	50,00	56,00	57,00	55,00	56,00	58,00	57,00	58,00	56,00
		2,5	50,00	54,00	56,00	55,00	56,00	58,00	57,00	57,00	56,00
		5,0	49,00	53,00	55,00	55,00	57,00	58,00	57,00	58,00	56,00
	Oxigênio Dissolvido (mg.L ⁻¹)	1,0	5,48	5,48	5,16	8,53	9,54	8,22	9,22	7,97	6,68
		2,5	5,04	5,20	4,57	5,07	8,44	6,01	6,19	6,34	6,52
		5,0	5,18	5,04	6,56	5,37	7,40	5,89	6,28	6,46	7,51
	Temperatura (°C)	1,0	28,17	25,93	29,63	25,50	23,59	21,70	21,96	22,17	23,58
		2,5	28,17	25,88	29,23	25,44	23,76	21,71	21,73	21,56	23,35
		5,0	27,75	25,84	28,48	25,40	23,75	21,72	21,50	21,02	22,98
	Turbidez (NTU)	1,0	2,40	3,00	3,00	1,50	37,20	2,00	3,70	2,50	8,20
		2,5	2,90	2,80	3,00	1,20	36,90	2,10	5,80	3,90	8,20
		5,0	3,40	2,80	3,00	1,20	37,80	3,10	4,90	4,30	8,70
2	pH	1,0	6,06	6,55	6,75	7,79	7,35	7,74	5,10	5,50	5,12
		2,5	-	6,37	6,71	7,53	7,10	7,70	5,55	5,91	5,92
		5,0	-	6,44	6,91	7,30	7,01	7,66	5,60	5,90	5,99
	Condutividade elétrica (µS.cm ⁻¹)	1,0	51,00	51,00	56,00	57,00	56,00	59,00	57,00	57,00	57,00
		2,5	-	52,00	56,00	55,00	56,00	59,00	57,00	58,00	57,00
		5,0	-	52,00	54,00	54,00	56,00	59,00	57,00	58,00	57,00
	Oxigênio Dissolvido (mg.L ⁻¹)	1,0	4,19	8,72	4,23	5,41	8,10	6,48	7,63	9,63	8,26
		2,5	-	7,06	4,24	5,39	8,68	5,97	7,04	9,08	7,97
		5,0	-	6,20	5,77	5,98	9,18	6,14	6,58	8,25	7,76
	Temperatura (°C)	1,0	28,68	26,65	28,91	25,56	23,67	22,04	22,39	23,36	23,36
		2,5	-	26,36	28,68	25,46	23,85	21,98	21,58	21,55	23,16
		5,0	-	26,21	28,18	25,39	23,86	21,90	21,47	20,84	22,90
	Turbidez (NTU)	1,0	1,20	1,30	3,00	1,40	1,70	2,40	3,70	1,70	10,30
		2,5	-	2,20	3,00	1,10	1,60	2,10	4,20	4,30	9,60
		5,0	-	2,00	3,00	1,10	1,60	2,10	3,50	4,10	8,20
3	pH	1,0	6,32	6,25	6,57	7,55	8,15	8,00	5,37	5,60	5,48
		2,5	-	6,19	6,62	7,90	7,89	7,94	5,46	5,72	5,59
		5,0	-	6,26	7,07	7,49	7,35	7,79	5,40	5,67	5,85
	Condutividade elétrica (µS.cm ⁻¹)	1,0	54,00	53,00	56,00	57,00	57,00	59,00	60,00	58,00	57,00
		2,5	-	53,00	55,00	55,00	56,00	58,00	58,00	58,00	56,00
		5,0	-	53,00	54,00	55,00	55,00	58,00	58,00	58,00	56,00
	Oxigênio Dissolvido (mg.L ⁻¹)	1,0	6,31	4,76	4,43	9,35	9,34	8,64	8,95	6,82	8,28
		2,5	-	4,49	4,76	7,83	8,80	7,60	6,28	6,01	7,79
		5,0	-	4,32	6,06	7,03	9,93	6,74	5,89	5,82	6,94
	Temperatura (°C)	1,0	28,77	26,59	29,68	25,27	23,72	22,57	21,26	20,36	24,55
		2,5	-	26,36	29,04	25,34	23,87	22,21	21,06	20,35	23,60
		5,0	-	26,14	28,55	25,33	23,89	22,06	21,00	20,19	23,21
	Turbidez (NTU)	1,0	2,50	3,10	3,00	2,40	1,40	1,30	4,30	4,60	7,30
		2,5	-	5,70	3,00	1,70	1,20	2,20	3,80	7,10	8,70
		5,0	-	3,30	3,00	1,30	1,30	2,80	4,30	4,40	8,00

* (-) não houve coleta

Foram registrados baixos valores de clorofila *a*, com maior concentração média, entre 3,38 a 3,58mg.L⁻¹, de abril a junho, e menor no mês de fevereiro (1,16mg.L⁻¹). Os valores médios de transparência foram maiores nos meses de maio e agosto e menores em janeiro e fevereiro (Figura 13).

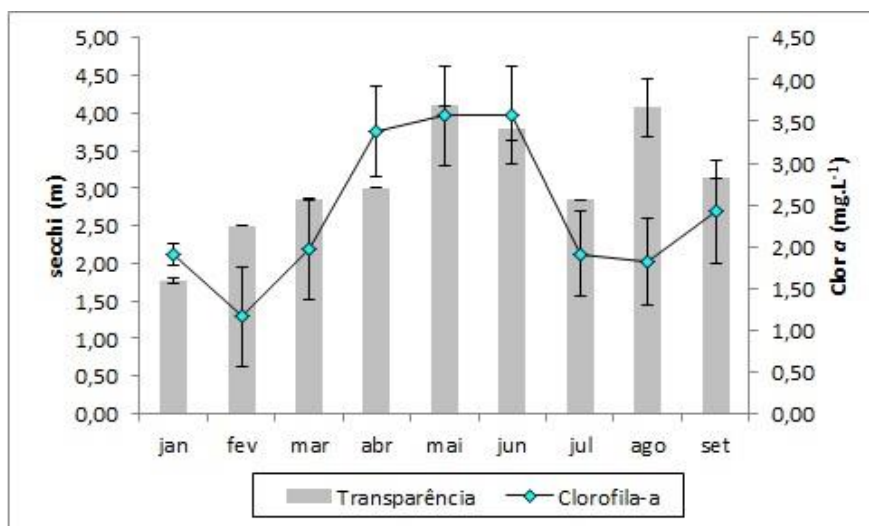


Figura 13. Transparência e Clorofila *a*, entre janeiro e setembro de 2018, em piscicultura no reservatório Chavantes, rio Paranapanema, SP/PR

Na Figura 14 está apresentado o resultado da Análise dos Componentes Principais (ACP) aplicada aos valores das variáveis limnológicas.

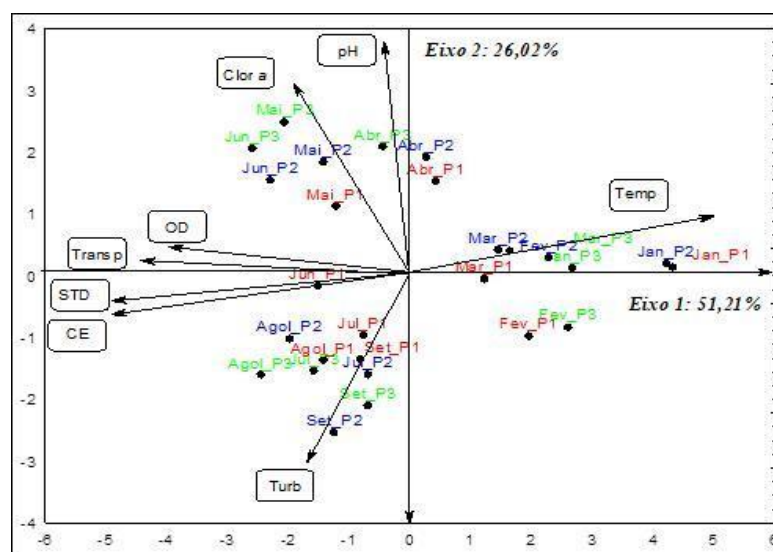


Figura 14. Ordenação resultante da Análise dos Componentes Principais com base na medida das variáveis limnológicas, de janeiro a setembro de 2018. CE = Condutividade Elétrica, Transp = Transparência, Turb = Turbidez, OD = Oxigênio Dissolvido, Temp = Temperatura e Clor *a* = clorofila *a*.

Os dois primeiros componentes do ACP explicaram 77,23% da variabilidade total nos dados limnológicos. As amostras dos meses de verão no primeiro eixo (51,21% de explicabilidade) foram relacionadas aos maiores valores de temperatura. As demais amostras foram associadas à condutividade elétrica, sólidos totais dissolvidos, transparência e oxigênio dissolvido. No segundo eixo (26,02% de explicabilidade) as amostras dos meses de abril, maio e junho foram associadas às variáveis pH e Clorofila *a* e as amostras de julho, agosto e setembro aos maiores valores de turbidez.

A correlação de Pearson entre o primeiro eixo da ACP e o $\text{Log}_{10}\text{Larvas}$ foi positiva ($r = 0,66$ e $p = 0,01$), indicando a associação da densidade de larvas com maiores valores de temperatura, o que também é demonstrado na Figura 15.

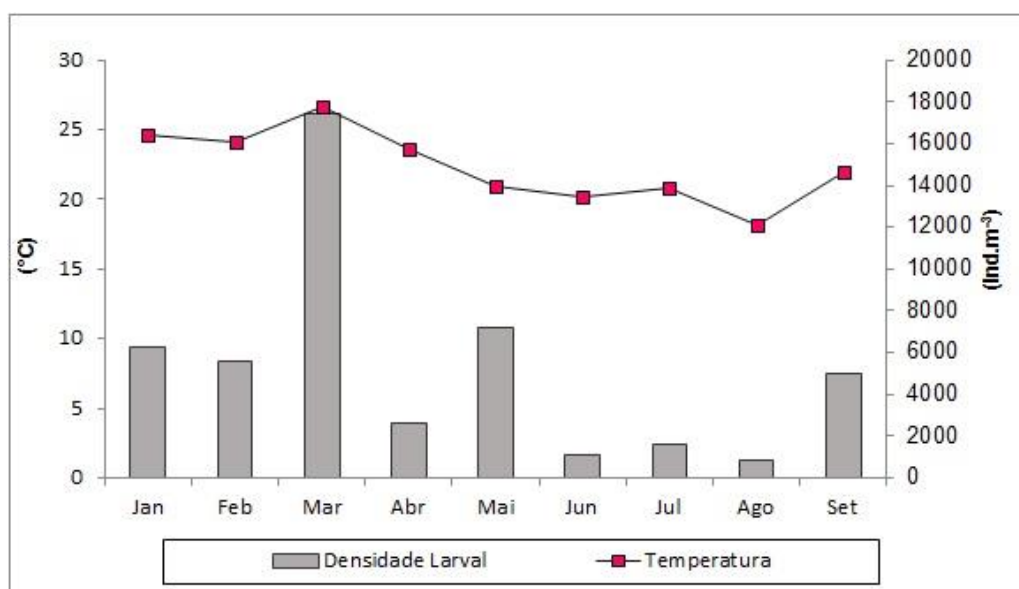


Figura 15. Temperatura da água (°C) e Densidade de larvas de *L. fortunei*, entre janeiro e setembro de 2018, em piscicultura no reservatório Chavantes, rio Paranapanema, SP/PR.

4.3. Recrutamento e crescimento de *Limnoperna fortunei*

A densidade e o comprimento da concha dos mexilhões aderidos aos tambores da piscicultura em cada mês estão apresentados na Tabela 3.

Tabela 3. Densidade e comprimento da concha de mexilhões-dourados aderidos mensalmente a substrato artificial em piscicultura em tanques-rede, entre janeiro e julho de 2018.

Data Inicio	Data Fim	Densidade (Ind.m ⁻²)	Comprimento da concha (mm)		
			Máximo	Mínimo	Médio
22/01/2018	20/02/2018	16.489	0,48	0,25	0,42
20/02/2018	20/03/2018	2.400	0,62	0,25	0,27
20/03/2018	20/04/2018	1.467	0,94	0,25	0,29
20/04/2018	21/05/2018	1.289	5,08	0,25	0,84
21/05/2018	19/06/2018	178	10,5	0,25	0,45
19/06/2018	23/07/2018	0	-	-	-

A maior densidade de organismos fixados nos substratos em 30 dias foi verificada em fevereiro, com redução gradual até atingir o valor mínimo em junho e no mês de julho não ocorreram mexilhões aderidos. Predominaram indivíduos com 0,25 mm de comprimento.

Na Figura 16 os dados mensais da densidade de *L. fortunei* aderidos aos tambores estão contrastados com a densidade de larvas na coluna d'água.

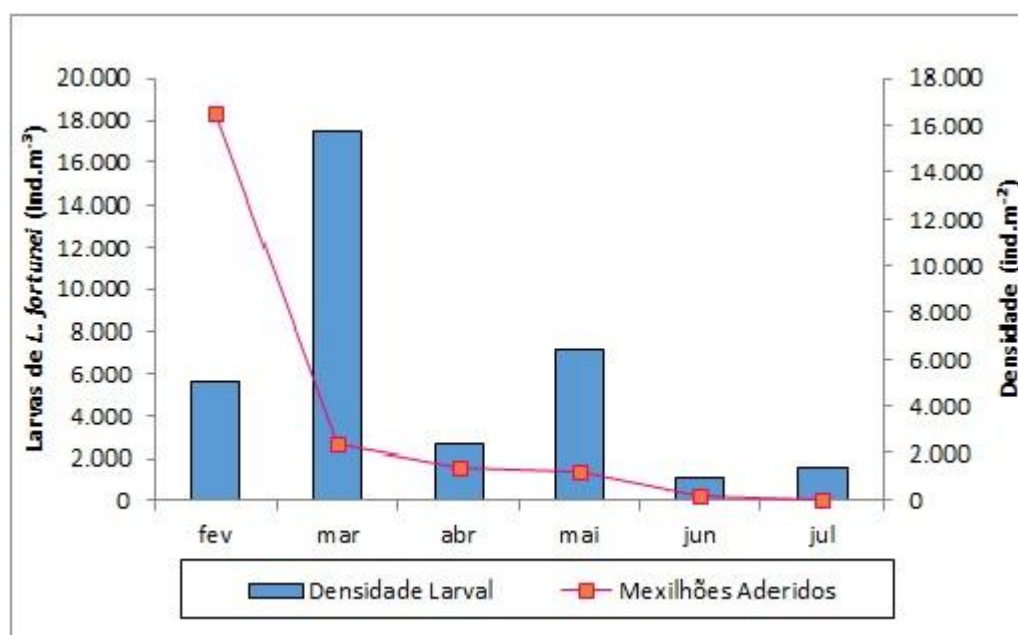


Figura 16. Densidade de larvas na coluna d'água e de mexilhões aderidos mensalmente ao substrato artificial em piscicultura em tanques-rede, nos meses de fevereiro a julho de 2018.

A densidade e o comprimento dos mexilhões acumulados nos tambores da piscicultura ao longo do tempo estão apresentados na tabela 4.

Tabela 4. Densidade e comprimento da concha de mexilhões-dourados aderidos a tambores de piscicultura em tanques-rede, de janeiro a julho de 2018.

Acúmulo (mês)	Data Inicio	Data Fim	Densidade (Ind m ⁻²)	Comprimento (mm)		*Proporção de mexilhões < 2mm de comprimento (%)
				Máximo	Mínimo	
1	22/01/2018	20/02/2018	16.489	4,75	0,25	99,73
2	22/01/2018	20/03/2018	711	0,32	0,25	100,00
3	22/01/2018	20/04/2018	24.489	14,69	0,3	89,84
4	22/01/2018	21/05/2018	30.133	19,49	0,25	55,31
5	22/01/2018	19/06/2018	16.667	24,62	0,58	6,40
6	22/01/2018	23/07/2018	13.111	24,62	0,58	4,41

Observou-se grande variabilidade dos resultados sem um padrão evidente no número total de indivíduos, mas com redução no número de indivíduos juvenis dos meses mais quentes para os meses mais frios.

Na Figura 17 está apresentada a distribuição de frequência de comprimento dos mexilhões durante o período pesquisado, juntamente com a curva de crescimento da coorte nascida em fevereiro. De março a abril o crescimento foi de 6mm, de abril a maio 2,5mm, de maio a junho 2,0mm e de junho a julho de 0,5mm, quando foi atingido o comprimento de 19 mm, após aproximadamente seis meses.

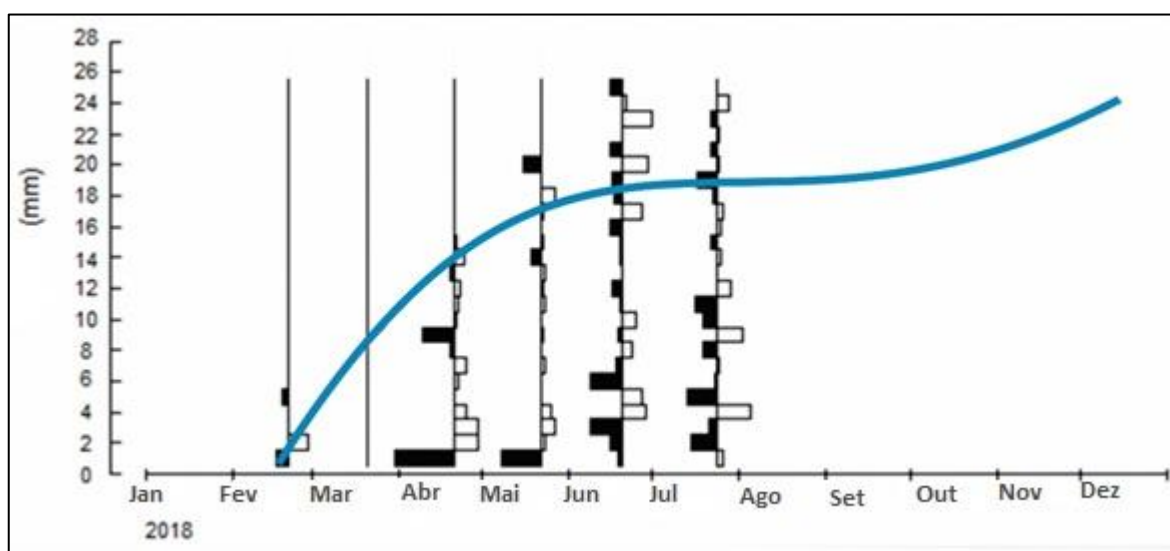


Figura 17. Distribuições de frequência de comprimento de mexilhões aderidos (acumulados) em tambores de piscicultura em tanques-rede, entre janeiro e julho de 2018. A linha indica a tendência de crescimento de coorte.

Os resultados para a estimativa dos parâmetros de crescimento foram: $L^\infty = 32,8$ mm; $K = 2,01$; $C = 1$; $WP = 0,6$. O comprimento teórico assintótico ou máximo (L^∞) foi estimado em 32,8 mm.

5. DISCUSSÃO

A atividade reprodutiva do mexilhão-dourado permaneceu durante todo o período analisado, com picos múltiplos no decorrer do tempo e evidente redução de junho a agosto. Mata (2011) e Boltovskoy et al. (2013) registraram que na América do Sul o padrão mais comum é um pico no verão (novembro-dezembro) e um segundo pico, menos pronunciado, em fevereiro-março, embora os meses de maior produção de larvas variem de local para local e de ano para ano. Esses trabalhos também registraram redução ou ausência de larvas em períodos com baixa temperatura.

Assim como em nosso trabalho, entre os parâmetros ambientais estudados por outros autores, aquele que mais se relacionou com a densidade de larvas de *L. fortunei* foi a temperatura, a qual influencia a reprodução e a desova no decorrer do ano (Magara et al., 2001; Goto, 2002). Oliveira et al. (2011) verificaram que a temperatura da água e os pulsos de inundação influenciaram a atividade reprodutiva e a densidade do mexilhão dourado no Pantanal. Cataldo e Boltovskoy (2000) sugeriram que em temperaturas abaixo de 16,7°C cessa sua reprodução. Estudos efetuados sobre o ciclo reprodutivo do *L. fortunei* desenvolvidos no Río de la Plata demonstraram que a espécie tem uma reprodução contínua, mas com marcados períodos de esgotamento gonadal em certos meses (Darrigran et al., 1999). A análise da atividade reprodutiva a partir do registro de larvas no Río de la Plata e um dos tributários do delta do Rio Paraná, o Rio Paraná das Palmas, demonstrou que o *L. fortunei* se reproduziu continuamente entre agosto e abril. No período de maio a julho a produção de larvas diminui, coincidindo com os valores mais baixos da temperatura da água (Cataldo e Boltovskoy, 2000).

De acordo com Darrigran et al., 2007, apesar de a temperatura ser o principal fator desencadeador da atividade reprodutiva nos mexilhões, assim como em outros invertebrados, por si só ela não induz a desova, outros fatores ambientais estão associados. A disponibilidade de larvas está vinculada à população

de *L. fortunei* local, assim como características químicas (ex. pH e níveis de cálcio), físicas (ex. temperatura e velocidade da corrente) e biológicas do ambiente (ex. produção primária). Ainda, em algumas circunstâncias, pequenas alterações nos fatores físicos podem provocar diferenças no momento da maturação gamética e produção de larvas (Darrigran e Damborenea, 2009).

O principal período de invasão do mexilhão-dourado corresponde a sua estação reprodutiva, que, portanto, deve ser o foco de estratégias de prevenção (Xu et al., 2015). A presença de suas larvas na coluna de água prontas para colonizar os tanques-rede confirma o efeito negativo dessa espécie invasora nas áreas aquícolas. Embora a atividade reprodutiva do mexilhão-dourado permaneceu durante todo o período analisado, que os picos reprodutivos ocorreram no verão (maior) em maio e setembro, indicando que nesses períodos devem ser intensificados os métodos de controle do *L. fortunei*, como por exemplo, a limpeza das telas dos tanques-rede.

A densidade de larvas foi maior nos meses mais quentes para todos os organismos analisados, com dominância de Copepoda. Na Argentina, Cataldo e Boltovskoy (2000) e Boltovskoy (2015) verificaram que o *L. fortunei* se reproduziu ao redor de nove meses ao ano, tornando-se a larva uma espécie dominante do zooplâncton. Molina et al. (2015) registraram que a densidade de larvas véliger (tipo D e umbonada) do mexilhão normalmente é maior que a soma de rotíferos e microcrustáceos crustáceos zooplanctônicos. Esses autores constataram que a biomassa animal representou por volta de 67% da biomassa no conteúdo estomacal do *L. fortunei* adulto. No entanto, as larvas do mexilhão-dourado representam um importante item na alimentação de peixes, o que pode reduzir a pressão de predação sobre a comunidade zooplantônica (Paolucci et al., 2010). Além disso, nos locais invadidos, as colônias dos mexilhões podem proporcionar habitats aos microcrustáceos, reduzindo sua predação (Beekey et al., 2004). Portanto, a avaliação dessas relações deve ser mais aprofundada, podendo ser influenciada por vários fatores bióticos e abióticos.

Não se observou um padrão definido de distribuição vertical, considerando-se as profundidades avaliadas, mas o estudo demonstrou que as larvas de *L. fortunei* estão distribuídas em toda zona eufótica. Portanto, o monitoramento de larvas em uma única profundidade da coluna d'água pode ser subdimensionada. Brugnoli et al. (2011) investigaram a distribuição vertical de larvas no reservatório

Palmar (Uruguai) até 12m e também não identificaram diferenças significativas nas concentrações de veligers de *L. fortunei* em diferentes profundidades da coluna d'água. Em contraste, no Lake Ohshio (Japão), observou-se que as larvas véligers foram mais abundantes próximo da parte inferior (18m) (Nakano et al., 2010).

Os estágios valvados do *L. fortunei* foram predominantes em relação aos não valvados. As larvas plantígradas ocorreram em menor proporção entre os estágios valvados, como era de se esperar, uma vez que esse estágio finaliza a fase natatória e dá início a sua fixação (Cataldo et al., 2005; Cataldo, 2015). Eilers e Oliveira (2011) também verificaram predominância de larvas véligers nos rios Paraguai e Miranda. Esse resultado é indicativo de que o monitoramento pode ser realizado avaliando-se apenas as larvas véliger, desde que se considere que o número total de larvas será maior que o analisado. Ressalta-se que, o monitoramento, preferencialmente, deve utilizar análises menos complexas, que possam ser repetidas mais vezes e que proporcionem resultados mais rápidos.

A avaliação da densidade de *L. fortunei* aderido ao substrato artificial analisado mensalmente demonstrou que sua fixação é rápida em locais invadidos. O predomínio de indivíduos de 0,25mm no período de um mês é indicativo de colonização recente. Tanto a densidade de larvas, quanto a de *L. fortunei* aderidos mensalmente nos tambores foi maior no período de verão-outono, sendo que não foram observados indivíduos aderidos no mês de julho. Demonstrando que ocorre maior recrutamento no período reprodutivo, que, por sua vez, está relacionado à temperatura da água, demonstrando a importância desse parâmetro em todas as etapas de vida do *L. fortunei*. Nos substratos utilizados para a contagem dos mexilhões acumulados, também se observou o maior número de indivíduos nesse mesmo período, com a redução gradual na proporção de juvenis. A grande proporção de indivíduos juvenis no período reprodutivo também demonstra que existe a preferência de assentamento das larvas sobre indivíduos da mesma espécie. De maneira que, o monitoramento das densidades larvais pode ser utilizado como um indicador de recrutamento potencial do *L. fortunei*, porém, além do período reprodutivo, outros fatores interferem na fixação das larvas, como por exemplo, o tipo de substrato (Mansur et al., 2009). Boltovskoy e Cataldo (1999) e Santos et al., (2008), afirmaram que as densidades elevadas de

recrutamento são geralmente verificadas na primavera e no verão, enquanto maiores densidades adultas são observadas no outono e inverno. Porém, no presente estudo menores densidades de adultos foram registradas em março e em julho (inverno). A redução no número de indivíduos fixados no mês de março pode ter sido ocasionada por fatores não controlados, como por exemplo predação. Já a diminuição no mês de julho parece ser uma tendência, mas não podemos comprovar uma vez que não obtivemos o número de mexilhões no mês de agosto.

A curva de Bertalanffy mostrou que o maior crescimento da coorte analisada ocorreu entre os meses de março e abril e menor entre junho e julho, com aproximadamente seis meses a coorte atingiu 19 mm (Figura 16). Esse resultado está de acordo com Nakano et al., 2015, que em Hong Kong observaram que após 5 meses de assentamento o *L. fortunei* atingiu o comprimento de concha entre 15 e 16 mm. A equação de Bertalanffy estimou o crescimento de até 32,8 mm, próximo ao comprimento que temos observado em campo, de até no máximo 40,0 mm. O maior comprimento observado por Darrigran e Damborenea, 2009, no Rio Santa Lucia, na República Oriental do Uruguai, foi de 49,0 mm.

Nakano et al., (2015) e Boltovskoy e Cataldo (1999) afirmaram que a temperatura da água é o fator mais importante para a determinação da taxa de crescimento. Nosso trabalho corrobora os resultados do estudo desses autores que registraram o crescimento de 10 a 30 mm no comprimento da concha no primeiro ano de vida do *L. fortunei*. Mas outras restrições também podem desempenhar papéis importantes, incluindo concentrações de cálcio, poluição, disponibilidade de alimentos e competição intraespecífica (Nakano et al., 2015).

6. CONCLUSÃO

A temperatura da água foi o principal fator que influenciou o período reprodutivo das três espécies avaliadas, bem como o crescimento e a incrustação do *L. fortunei*. As larvas do tipo D e umbonada mostraram-se as mais adequadas para o monitoramento da espécie na coluna d'água. O mexilhão-dourado apresentou mais de um pico reprodutivo, períodos nos quais devem ser intensificados os métodos de controle, como por exemplo, a limpeza das telas dos tanques-rede. O prosseguimento deste monitoramento permitirá complementar o ciclo reprodutivo desta espécie, tornando-se uma das ferramentas fundamentais no momento da implementação de ações de manejo para mitigar os efeitos nocivos nas pisciculturas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- Barbosa NP, Silva FA, Oliveira MD, dos Santos Neto MA, de Carvalho MD, Cardoso AV (2016) *Limnoperna fortunei* (Dunker, 1857)(Mollusca, Bivalvia, Mytilidae): first record in the São Francisco River basin, Brazil. *Check List*, 12(1), 1846
- Beekey MA, McCabe DJ.; Marsden E (2004) Zebra mussel colonization of soft sediments facilitates invertebrate communities. *Freshwater Biology* 49(5)
- Boltovskoy D (2015) Distribution and Colonization of *Limnoperna fortunei*: Special Traits of an Odd Mussel. In: Boltovskoy D.(Eds) *Limnoperna fortunei* : The Ecology, Distribution and Control of a Swiftly Spreading Invasive Fouling Mussel. p. 303-311
- Boltovskoy D, Cataldo D (1999) Population dynamics of *Limnoperna fortunei*, an invasive fouling mollusc, in the lower Paraná River (Argentina). *Biofouling* 14:255–263
- Boltovskoy D, Correa N, Bordet F, Leites V, Cataldo DH (2013) Toxic Microcystis (cyanobacteria) inhibit recruitment of the bloom-enhancing invasive bivalve *Limnoperna fortunei*. *Freshw Biol* 58:1968–198
- Boltovskoy D, Correa N, Cataldo DH, Sylvester F (2006) Dispersion and ecological impact of the invasive freshwater bivalve *Limnoperna fortunei* in the Río de la Plata watershed and beyond. *Biol Invasions* 8:947–963
- Boltovskoy D, Gibbon SMJ, Hutchings L, Binet D (1999) General biological features of the South Atlantic. In: BOLTOVSKOY, D. (Eds.) *Zooplankton of the South Atlantic*. Backhuys Publishers, Leiden. p. 1706
- Boltovskoy D, Karatayev A, Burlakova L, Cataldo D, Karatayev V, Sylvester F, Mariñelarena A (2009) Significant ecosystem-wide effects of the swiftly spreading invasive freshwater bivalve *Limnoperna fortunei*. *Hydrobiologia* 636:271–284
- Brugnoli E, Dabiez MJ, Clemente JM, Muniz P (2011) *Limnoperna fortunei* (Dunker 1857) en el sistema de embalses del Río Negro, Uruguay. *Oecologia Australis* 15:576–592
- Brusca RC, Brusca GJ (1996) *Invertebrados*. 2 ed. Editora Guanabara Koogan. p. 1098

Cabi. (2018) *Limnoperna fortunei* (golden mussel) In: Invasive Species Compendium. Wallingford, UK: CAB International. Disponível em: <<http://www.cabi.org/isc/datasheet/107775>> Acesso em outubro de 2018

Callil CT, Gomes ALT, Soares ACPV (2012) A gametogênese em *Limnoperna fortunei* (Dunker, 1857) In: MANSUR, M.C.D. (Org.) Moluscos Límnicos Invasores no Brasil: biologia, prevenção e controle. Organizador MARIA CRISTINA DREHER MANSUR ... [et al.]. – Porto Alegre: Redes Editora. p. 111-118

Carrington E (2002) The Ecomechanics of Mussel Attachment: From Molecules to Ecosystems, from the Symposium Physiological Ecology of Rocky Intertidal Organisms: From Molecules to Ecosystems presented at the Annual Meeting of the Society for Comparative and Integrative Biology, at Anaheim, California, v 42, p.846-852

Cataldo DH (2015) Larval development of *Limnoperna fortunei*. In: BOLTOVSKOY, D. *Limnoperna fortunei*: The ecology, distribution and control of a swiftly spreading invasive fouling mussel. Switzerland: Springer International Publishing. p. 43-53

Cataldo DH, Boltovskoy D (2000) Yearly reproductive activity of *Limnoperna fortunei* (Bivalvia) as inferred from the occurrence of its larvae in the plankton of the lower Parana river and the Rio de la Plata estuary (Argentina) *Aquatic Ecology*, vol. 34, no. 3, p. 307-317

Cataldo DH, Boltovskoy D, Hermosa JL, Canzi C (2005) Temperature dependent rates of larval development in *Limnoperna fortunei* (Bivalvia: Mytilidae) *Journal of Molluscan Studies* 71(1): 41-46

Cataldo DH, Vinocur A, O'Farrell I, Paolucci E, Leites V, Boltovskoy D (2012) The introduced bivalve *Limnoperna fortunei* boosts *Microcystis* growth in Salto Grande Reservoir (Argentina): evidence from mesocosm experiments. *Hydrobiologia* 680:25–3

CTG (2018) Energia Hidrelétrica. Disponível em <www.ctg.com.br>. Acesso em outubro de 2018

Choi SS, Kim JS (1985) Studies on the metamorphosis and the growth of larva in *Limnoperna fortunei*. *Korean Journal of Limnology*, Seoul, 1: 13-18

- Choi SS, Shin CN (1985) Studies on the early development and larva of larva in *Limnoperna fortunei*. Korean J. Malacology 1:5-12
- Colt J, Montgomery JM (1991) Aquaculture production systems. Journal of Animal Science. v. 69, p. 4183-4192
- Companhia De Tecnologia De Saneamento Ambiental (2012) Zooplâncton de água doce: métodos qualitativo e quantitativo. São Paulo: CETESB
- Costa JI, Martins MIE, Ayroza DMMR (2018) Impact of control of the golden mussel on the production costs of tilapia bred in net cages. Boletim do Instituto de Pesca, 44(1): 110-115
- Darrigran G (2002) Potential impact of filter-feeding invaders on temperate inland fresh water environments. Biological Invasions, 4(1-2): 145-156
- Darrigran G, Drago IE (2000) Invasion of the exotic freshwater mussel *Limnoperna fortunei* (Dunker, 1876) (Bivalvia : Mytilidae) in South America. Nautilus 114 (2): 69-73
- Darrigran G, Mansur MCD (2006) Distribución, abundancia y dispersión. In: Darrigran G, Damborenea C (ed) Bio-invasión del mejillón dorado en el continente americano. Edulp, La Plata, Argentina, p. 93-110
- Darrigran G, Mansur MCD (2009) Introdução e dispersão do *Limnoperna fortunei*. In: Darrigran G, Damborenea C (ed) Introdução à Biologia das Invasões. O mexilhão dourado na América do Sul: biologia, dispersão, impacto, prevenção e controle. Cubo Editora. São Carlos, Brasil, p. 89-109
- Darrigran G, Pastorino G (1993) *Limnoperna fortunei* (Dunker, 1857) (Mytilidae), nuevo bivalvo invasor en aguas del Rio de la Plata. Neotropical, v. 7, n. 34
- Darrigran GA, Damborenea C (eds) (2009) Introdução a biologia das invasões. O Mexilhão Dourado na América do Sul: biologia, dispersão, impacto, prevenção e controle. Cubo Editora, São Carlos, pp 1–245
- Darrigran GA, Damborenea C, Greco N (2007). An Evaluation Pattern for Antimacrofouling Procedures: *Limnoperna fortunei* Larvae Study in a Hydroelectric Power Plant in South America. Ambio, Vol. 36, No. 7, pp. 575-579

- Darrigran GA, Penchaszadeh PE, Damborenea C (1999) The reproductive cycle of *Limnoperna fortunei* (Dunker, 1857) (Mytilidae) from a neotropical temperate locality. *J Shellfish Res* 18:361–365
- De Nys R, Guenther J (2009) The impact and control of biofouling in marine finfish aquaculture. In: Hellio C, Yebra D (ed.) *Advances in marine antifouling coatings and technologies* Woodhead Publishing, Cambridge, UK ,p. 177-221
- Dunker W (1856) Mytilacea nava collections. *Proc. Zool. Soc. London*. p. 358-366
- Eilers V, Oliveira MDD (2011) Roche, K. F. Density and body size of the larval stages of the invasive golden mussel (*Limnoperna fortunei*) in two neotropical rivers. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 23(3), 282-292
- Esteves FA (1998). *Fundamentos de Limnologia*. 3. ed. Rio de Janeiro: Interciência. 826 p.
- Froes CL, Duarte MSC, Custódio G, Branco JRT (2013) Estudo do padrão de rompimento e da força de desligamento dos filamentos do bisso do *Limnoperna fortunei* (Dunker, 1857) em diferentes tipos de substratos. *Revista Agrogeoambiental* 4 (1): 33-40
- Frontier S (1981) Cálculo del error en el recuento de organismos zooplanctónicos. In: BOLTOVSKOY, D. (Ed.) *Atlas del zooplancton del Atlántico Sudoccidental*. Mar del Plata, AR: INIDEP. p. 163-168
- Goto Y (2002) Behavior of nuisance mussel, *Limnoperna fortunei*, in water supply facilities. *Water Sci Technol* 46:45–50
- Hair JF, Black WC, Babin BJ, Anderson RE, Tatham RL (2009) *Análise multivariada de dados*. Bookman Editora
- Halwart M, Soto D, Arthur JR (2007) (ed) *Cage aquaculture – Regional reviews and global overview*. FAO Fisheries Technical Paper. No. 498. Rome, FAO. p. 241
- Magara Y, Matsui Y, Goto Y, Yuasa A (2001) Invasion of the non-indigenous nuisance mussel, *Limnoperna fortunei*, into water supply facilities in Japan. *Journal of Water Supply: Research and Technology-AQUA* 50:113-124.
- Mansur MCD, Pereira D, Santos CP, Bergonci PEA, Thormann BM, Takeda AM (2009) Colonização de substrato artificial pelo mexilhão dourado, *Limnoperna*

fortunei (Dunker, 1857) (Bivalvia, Mytiloida, Mytilidae), no Delta do Rio Jacuí (RS, Brasil). Biotemas 22:75–80

Mansur MCD, Santos CP, Darrigran G, Heydrich I, Callil CT, Cardoso FR. (2003) Primeiros dados qualiquantitativos do mexilhão-dourado, *Limnoperna fortunei* (Dunker), no Delta do Jacuí, no Lago Guaíba e na Laguna dos Patos, Rio Grande do Sul, Brasil e alguns aspectos de sua invasão no novo ambiente. Rev Bras Zool 20: 75-84

Marker HH, Nusch EA, Rai H, Riemann B (1980) The measurement of photosynthetic pigments in freshwaters and standardization of methods: Conclusions and recommendations. Arch. Hydrobiol. Beih. Ergebn. Limnol. v. 14. p. 91-106

Mata FAR (2011) Abundância e distribuição temporal de *Limnoperna fortunei* Dunker, 1857 (Mollusca, Bivalvia) e os impactos da incrustação em usinas geradoras de energia elétrica. MSc Thesis, Universidade Federal de Ouro Preto (Brazil), pp 1–91

Ministério Do Meio Ambiente (2011) Espécies Exóticas Invasoras: Situação Brasileira. Brasília

Molina FR, Jose de Paggi SB, Frau D (2012) Impacts of the invading golden mussel *Limnoperna fortunei* on zooplankton: a mesocosm experiment. Zool Stud 51:733–744

Molina FR, Paggi JC, Devercelli M (2010) Zooplanktophagy in the natural diet and selectivity of the invasive mollusk *Limnoperna fortunei* . Biol Invasions 12:1647–1659

Molina FR, Susana B, Paggi J de, Paggi JC (2015) Impacts of *Limnoperna fortunei* on Zooplankton. In: Boltovskoy, D.(ed) *Limnoperna fortunei* : The Ecology, Distribution and Control of a Swiftly Spreading Invasive Fouling Mussel. p. 03-49

Morton B (1982) The reproductive cycle in *Limnoperna fortunei* (Dunker, 1857) (Bivalve: Mytilidae) fouling hong kong's raw water supply system. Oceanologia et Limnologia Sinica 13(4):319-324

Morton B (2015) The Biology and Anatomy of *Limnoperna fortunei*, a Significant Freshwater Bioinvader: Blueprints for Success. In: Boltovskoy D(eds) *Limnoperna*

fortunei : The Ecology, Distribution and Control of a Swiftly Spreading Invasive Fouling Mussel. p. 03-49

Morton B, Prezant RS, Wilson B (1998) Class Bivalvia. In: Beeley PL, Ross GJB, Wells A (ed) Mollusca: The Southern Synthesis. Fauna of Australia. Vol. 5 CSIRO Publishing: Melbourne, p. 195-234

Morton, B (1973) Some aspects of the Biology and functional morphology of the feeding and digestion of *Limnoperna fortunei* (Dunker) (Bivalvia: Mytilacea) Malacologia, 12: 265-281

Nakano D, Kobayashi T, Sakaguchi I (2010) Differences in larval dynamics of golden mussel *Limnoperna fortunei* between dam reservoirs with and without an aeration system. Landsc Ecol Eng 6:53–60

Nakano D, Kobayashi T, Sakaguchi I (2015) Population Dynamics and Growth of *Limnoperna fortunei*. In: Boltovskoy D (ed) *Limnoperna fortunei* : The Ecology, Distribution and Control of a Swiftly Spreading Invasive Fouling Mussel. p. 105-118

Oliveira MD, Calheiros DF, Jacobi CM, Hamilton SK (2011) Abiotic factors controlling the establishment and abundance of the invasive golden mussel *Limnoperna fortunei*. Biol Invasions 13:717–729

Paolucci EM, Thuesen EV, Cataldo DH, Boltovskoy D (2010) Veligers of an introduced bivalve (*Limnoperna fortunei*) are a new food resource that enhances growth of larval fish in the Paraná River (South America). Freshw Biology 55:1831–1844

Pauly D (1987) A review of the ELEFAN system for analysis of length-frequency data in fish and aquatic invertebrates. In: Pauly D, Morgan GRF (ed) Length-based Methods in Fisheries Research. ICLARM Conf Proc, International Center for Living Aquatic Resources Management, Manila, Philippines, and Kuwait Institute for Scientific Research, Safat, Kuwait, pp 7-34

Pivello VR (2011) Invasões Biológicas no Cerrado Brasileiro: Efeitos da Introdução de Espécies Exóticas sobre a Biodiversidade. Ecologia Info, v. 33

Ricciardi A (1998) Global range expansion of the Asian mussel *Limnoperna fortunei* (Mytilidae): Another fouling threat to freshwater systems. *Biofouling* 13: 97-106

Ricciardi A (1998) Global range expansion of the Asian mussel *Limnoperna fortunei* (Mytilidae): another fouling threat to freshwater systems. *Biofouling* 13:97–106

Ruppert EE, Barnes RD (2005) *Zoologia dos Invertebrados: Uma Abordagem Funcional-Evolutiva*. 7 ed. Editora Roca. Rio de Janeiro: p. 1168

Santos BS, Thiengo SC, Fernandez MA, Miyahira IC, Gonçalves ICB, Ximenes RF, Mansur MCD, Pereira D (2012) Espécies de moluscos Límnicos Invasores. In: Mansur MCD (Org.) *Moluscos Límnicos Invasores no Brasil: biologia, prevenção e controle*. Organizador MARIA CRISTINA DREHER MANSUR [et al.]. – Porto Alegre: Redes Editora. p. 25-49

Santos CP, Mansur MCD, Wurdig NL (2008) Variações no comprimento dos indivíduos de uma população do mexilhão dourado, *Limnoperna fortunei* (Mollusca: Bivalvia: Mytilidae), ao longo do ano, na Praia do Veludo, Lago Guaíba, Rio Grande do Sul, Brasil. *Braz J Biol* 25:389–39

Santos CP, Würdig NL, Mansur MCD (2005) Larval stages of the Golden Mussel *Limnoperna fortunei* (Dunker) (Bivalvia, Mytilidae) in Guaíba basin, Rio Grande do Sul state, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia* 22(3): 702–708

Silva DP (2006) Aspectos Bioecológicos do Mexilhão Dourado (*Limnoperna fortunei*) (Bivalvia Mytilidae) (Dunker, 1857) Tese de doutorado. Programa de pós-graduação em Engenharia Florestal, Universidade Federal do Paraná, Brasil, p.123

Xu M, Wang Z, Zhao N, Pan B (2015) Growth, reproduction, and attachment of the golden mussel (*Limnoperna fortunei*) in water diversion projects. *Acta Ecologica Sinica*, 35(4), 70-75