

SISTEMA DE RECIRCULAÇÃO E ROTINA DE MANEJO PARA LARVICULTURA DE CAMARÕES DE ÁGUA DOCE *Macrobrachium rosenbergii* EM PEQUENA ESCALA

Wagner Cotroni VALENTI ¹; Margarete MALLASEN ²; Helenice Pereira de BARROS ^{2,3}

RESUMO

O trabalho descreve um sistema de recirculação e o manejo para larvicultura de camarão de água doce em pequena escala. Um tanque de desenvolvimento larval de 140 L foi acoplado a um biofiltro com capacidade de 43 L, sendo 24 L de substrato calcário. Ambos foram construídos em fibra de vidro na cor preta, com formato cilíndrico-cônico. A taxa de circulação da água no sistema foi ao redor de 20-24 vezes/dia, utilizando o sistema de "air-lift". Os resultados de dez larviculturas mostraram que o sistema manteve a temperatura, oxigênio dissolvido, pH, salinidade, amônia e nitrito estáveis e em níveis adequados para larvas de *Macrobrachium rosenbergii*. A sobrevivência e a produtividade variaram de 60,5 a 72,4 % e de 37 a 72 pós-larvas/L, respectivamente, resultados compatíveis com larviculturas comerciais. Portanto, este sistema de larvicultura pode ser útil em laboratórios de pesquisa ou adaptado para a produção de pós-larvas em pequena escala.

Palavras-chave: *Macrobrachium*; camarão de água doce; larvicultura; sistema de recirculação; biofiltro; manejo

RECIRCULATING SYSTEM AND MANAGEMENT SCHEDULE FOR SMALL-SCALE FRESHWATER PRAWN *Macrobrachium rosenbergii* HATCHERY

ABSTRACT

A recirculating system and a matching management schedule for small-scale freshwater prawn larviculture were described. The system comprised a 140 L larval culture tank in line with a 43 L biofilter filled with 24 L of calcareous substrate. Both the tank and biofilter were made of black colored fiberglass in a conical-cylindrical shape. The turnover rate of the water through the system was 24 times a day; water was pumped by airlift. Results of ten larvicultures showed that the system maintained temperature, dissolved oxygen, pH, salinity, ammonium and nitrite stable and suitable to *Macrobrachium rosenbergii* larvae. Survival and productivity varied from 60.5 to 72.4% and 37 to 72 post-larvae/L, respectively; both were compatible with results of commercial hatcheries. Therefore, this system may be very useful for research purposes or adapted for small-scale post-larvae production.

Key words: *Macrobrachium*; freshwater prawn; hatchery; recirculating system; biofilter; management

Nota Científica: Recebido em: 06/02/2008 - Aprovado em: 21/05/2009

¹ Universidade Estadual Paulista, Centro de Aqüicultura (CAUNESP). Via de Acesso Prof. Paulo D. Castellane s/n - CEP: 14884-900 - Jaboticabal - SP - Brasil. e-mail: valenti@caunesp.unesp.br

² Centro APTA do Pescado Continental, Instituto de Pesca. Caixa Postal 1052 - CEP: 15025-970 - São José do Rio Preto - SP. e-mail: maga@pesca.sp.gov.br

³ e-mail: helenicebarros@pesca.sp.gov.br

INTRODUÇÃO

A criação de camarões de água doce envolve duas fases distintas: a larvicultura e a engorda. A primeira etapa engloba a obtenção e desenvolvimento das larvas até completarem a metamorfose em pós-larvas. Nesse processo, utilizam-se tanques de tamanhos variados contendo água salobra e localizados em galpões, onde as condições de cultivo são controladas.

Macrobrachium rosenbergii é a espécie de camarão de água doce mais utilizada em projetos de aqüicultura no Brasil devido às suas características biológicas que favorecem o cultivo. Entre elas, pode-se destacar a alta fecundidade, a rusticidade e o rápido crescimento (VALENTI, 1996). Tradicionalmente, a grande maioria dos criadores realiza apenas a fase de engorda, adquirindo as pós-larvas de grandes larviculturas (NEW, 2000). Este mesmo autor constatou que 70% destas larviculturas estão situadas no interior, transportando água salgada e operando em sistemas fechados.

Assim, pesquisas visando aprimorar a tecnologia de larvicultura em sistemas de recirculação, com reaproveitamento de água salobra são importantes. É necessário o uso de sistemas simples, baratos e eficientes que podem ser utilizados nos laboratórios científicos ou por pequenos produtores, que poderão tornar-se auto-suficientes na produção de pós-larvas.

Sistemas de recirculação em larvicultura de camarões de água doce foram apresentados por AQUACOP (1983), ONG (1983), COHEN e RA'ANAN (1989), GRIESSINGER *et al.* (1989) e DANIELS *et al.* (1992). Os princípios básicos do cultivo de *M. rosenbergii* em sistema fechado foram discutidos detalhadamente por VALENTI (1996), VALENTI *et al.* (1998) e VALENTI e DANIELS (2000). No entanto, nenhum desses trabalhos apresenta uma descrição detalhada de um sistema e rotina de manejo com dados de desempenho que comprovem sua eficácia.

Este trabalho teve como objetivo descrever um sistema simples de recirculação de água e uma rotina de manejo, desenvolvidos no Setor de Carcinicultura do CAUNESP (Jaboticabal), adequados para a larvicultura de camarão de água doce *M. rosenbergii* em pequena escala. A eficácia do sistema foi discutida com base em

dados de desempenho obtidos em larviculturas desenvolvidas no Setor.

DESCRIÇÃO DO SISTEMA E MANEJO

O sistema de recirculação e a rotina de manejo apresentados neste trabalho vêm sendo desenvolvidos e utilizados no Setor de Carcinicultura do Centro de Aqüicultura da UNESP (CAUNESP) desde 1989. Para demonstrar sua eficiência, são apresentados os dados de qualidade da água e dos parâmetros da produção de dez larviculturas da espécie *M. rosenbergii*, selecionadas aleatoriamente entre os vários ciclos de cultivo realizados em 2000 e 2001.

Cada sistema, constituído por tanque e biofiltro, recebeu água salobra, com salinidade entre 12 a 13‰, preparada pela mistura de água do mar e água doce. Durante os cultivos, a temperatura da água foi monitorada diariamente, por meio de um termômetro de álcool, com precisão de 1 °C. O oxigênio dissolvido na água foi determinado semanalmente por meio de um oxímetro YSI 55, com precisão de 0,01 unidades. O pH e a salinidade foram avaliados semanalmente com um equipamento YSI 63 com precisão de 0,01 unidades. Os níveis de amônia e nitrito na água foram medidos diariamente com "kit" de escala colorimétrica para um controle imediato e duas vezes por semana, utilizando os métodos de SOLORZANO (1972) e BENSCHNEIDER e ROBINSON (1952), respectivamente; as amostras foram lidas em espectrofotômetro HACH DR-2000.

As larvas foram obtidas a partir do estoque de reprodutores do CAUNESP. Fêmeas com ovos em fase final de desenvolvimento foram colocadas em tanques de 50 L. Após a eclosão, as larvas foram transferidas para baldes graduados, contadas por amostragem e estocadas no tanque de desenvolvimento larval, em densidades variando entre 61 e 106 larvas/L. Estas foram alimentadas com náuplios de *Artemia* e ração inerte, cuja formulação é apresentada por VALENTI *et al.* (1998). Quando aproximadamente 95% dos camarões completaram a metamorfose, os cultivos foram encerrados e as pós-larvas (PL) produzidas foram contadas manualmente uma a uma. Calculou-se, então, a sobrevivência (%) e a produtividade (PL/L) para cada larvicultura.

O sistema de larvicultura é composto por um tanque de desenvolvimento larval com volume total de 140 L ao qual é acoplado um biofiltro com capacidade total para 43 L. O volume útil do tanque é de 120 L, e o nível da água no interior do biofiltro é mantido 15 cm abaixo da borda. Ambos são construídos em fibra de vidro na cor preta, com formato

cilindrico-cônico (inclinação do fundo de 30° em relação ao plano horizontal), providos de registro que permite seu esgotamento total e são apoiados em tripé de ferro pintado com tinta epoxi. Na Figura 1 é apresentado um esquema com os componentes do sistema (modificado de VALENTI, 1998) e são indicadas as principais dimensões.

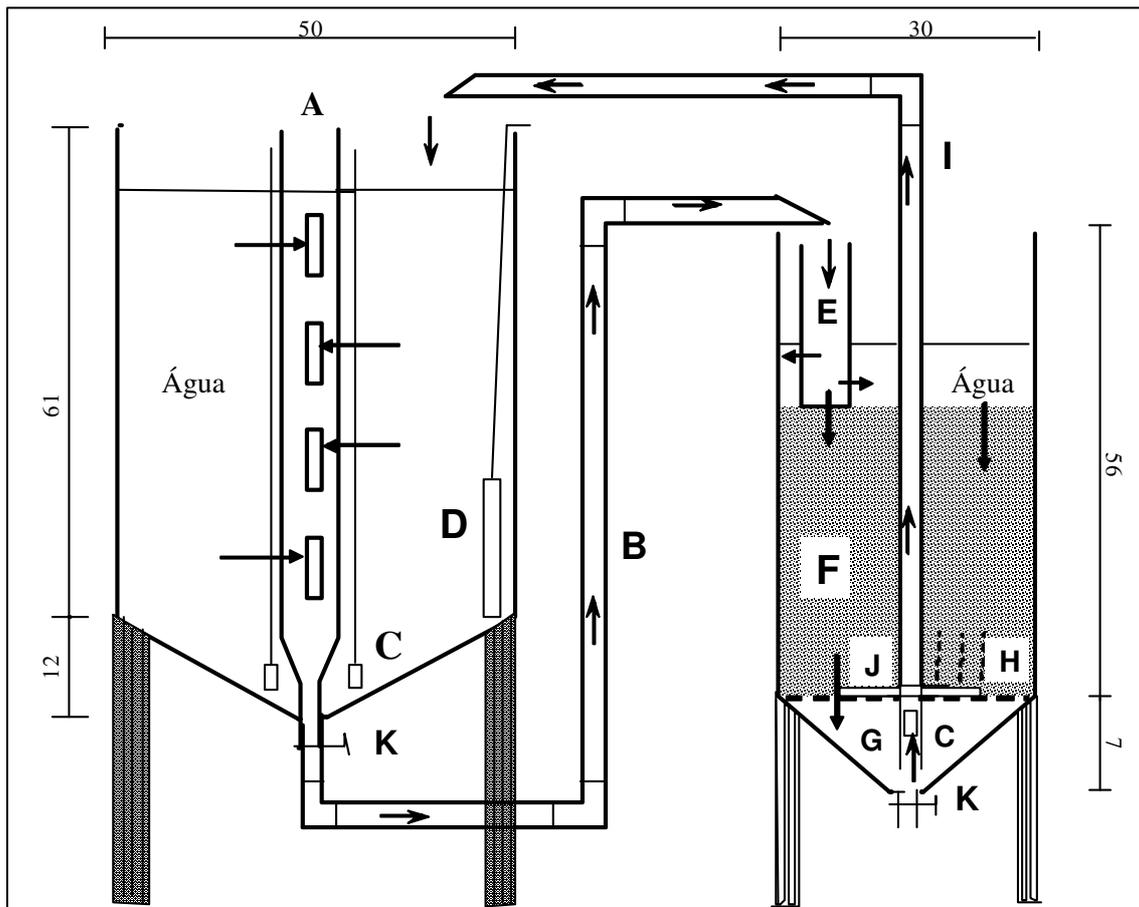


Figura 1. Representação esquemática do sistema fechado de larvicultura, constituído por tanque de desenvolvimento larval (à esquerda) e biofiltro (à direita). As medidas indicadas estão em cm. As setas indicam a trajetória da água. A: Tubo telado para escoamento da água no interior do tanque; B: Tubo de saída de água do tanque para o biofiltro; C: Pedras porosas (3x1 cm); D: Termostato e aquecedor; E: Filtro mecânico; F: Camada de substrato (cascalho de conchas quebradas); G: Câmara de acumulação de água que já passou pelo processo de nitrificação; H: Placa perfurada para retenção do cascalho; I: Tubo de saída de água do biofiltro para o tanque; J: Anel de mangueira perfurada para oxigenação do cascalho; K: Registro de esfera

A saída da água do tanque é feita através de um cartucho de contenção (A), que impede a passagem de larvas e náuplios de *Artemia* para o filtro. Este é constituído por um tubo de PVC com 50 mm, provido de janelas com tela de malha 125

µm, que é encaixado no tubo de saída, no vértice do tanque. Sua remoção é fácil para possibilitar a limpeza. A partir daí, a água sai por meio de um tubo de PVC com diâmetro de 25 mm (B), unido a um cotovelo articulado, que permite o controle do

nível da água no interior do tanque, bem como a interrupção do fluxo quando se fizer necessário. A aeração no interior do tanque é mantida continuamente por meio de duas pedras porosas (C), colocadas junto à base do cartucho telado. Este posicionamento é importante para diminuir a deposição de detritos sobre a tela, o que reduz o fluxo da água circulante. Para a manutenção da temperatura constante e dentro da faixa adequada ao bom desenvolvimento das larvas, o tanque é provido de termostato e aquecedor com potência de 300 W (D).

A água é drenada para um filtro mecânico (E) colocado dentro do biofiltro. Este é formado por um tubo de PVC de 100 mm de diâmetro com 20 cm de comprimento, cujo fundo e janelas laterais são providos com tela de 80 μ m. Pode-se, como opção para diminuir a frequência de limpeza da tela, colocar uma manta de "perlon" dentro deste filtro.

O biofiltro é composto por uma coluna de substrato com 32 cm (F), separada de uma câmara de acumulação (G), onde cai a água que atravessou o substrato, por uma placa perfurada com orifícios de 3 mm (H). Um tubo de PVC com diâmetro de 20 mm (I), localizado no centro, atravessa a placa perfurada e coleta água no vértice da câmara de acumulação, que retorna para o tanque de larvicultura. Esta é impulsionada pelo ar liberado por uma pedra porosa (C) localizada no interior deste tubo (sistema de "air lift").

O substrato utilizado para a fixação e o desenvolvimento dos organismos nitrificantes é composto por conchas de moluscos marinhos quebradas em fragmentos com diâmetro aproximado de 5 mm. A camada de conchas corresponde a um volume de 24 L, ou seja, 20% do volume útil do tanque de larvicultura. O espaço intersticial, que é ocupado pela água circulante, corresponde a aproximadamente 50% do volume do cascalho de conchas.

A aeração do substrato é obtida usando-se uma mangueira (com 10 mm de diâmetro) adaptada à placa de fundo, formando um anel equidistante do centro e das paredes laterais do recipiente (J). Esta conformação possibilita a aeração mais uniforme nos interstícios do cascalho. A mangueira é dotada de furos de 0,5 mm, cuja quantidade aumenta em escala

logarítmica, partindo da entrada do ar até o ponto diametralmente oposto. Esse padrão de perfuração garante uma distribuição homogênea do ar em todo o anel.

A circulação é iniciada com a subida da água filtrada através de tubo "I", pelo sistema de "air-lift". Esta é conduzida ao tanque de larvicultura, entrando pela superfície. Simultaneamente ocorre a saída da água através do tubo "A", que é conduzida ao biofiltro por gravidade. A taxa de circulação da água no sistema é de 20 a 24 vezes ao dia. Um compressor radial (soprador) com potência $\frac{3}{4}$ HP produz ar suficiente (com folga) para o funcionamento de um conjunto de 12 tanques e seus respectivos biofiltros. Essa bateria ocupa um espaço de aproximadamente 10 m².

A maturação do biofiltro é o processo de desenvolvimento da comunidade de organismos nitrificantes. O sistema estará pronto para receber as larvas quando as principais variáveis da água estiverem dentro da faixa adequada para a espécie cultivada e o biofiltro contiver uma quantidade de organismos nitrificantes suficiente para metabolizar a amônia e o nitrito produzidos no interior do tanque.

Assim, cerca de 10 dias antes do povoamento, os dispositivos de aquecimento, aeração e circulação da água devem ser acionados e o desenvolvimento das populações bacterianas deve ser estimulado pela adição de 0,3 mL de NH₄OH (amoníaco 25%), previamente diluído em 1 L de água, no tanque. Para avaliar a eficiência do processo de nitrificação, os teores de nitrito e de amônia na água da entrada e saída do biofiltro devem ser determinados diariamente. Quando os níveis de saída forem sensivelmente inferiores aos de entrada e próximos a zero, o filtro é considerado maduro.

A rotina geral para manutenção da larvicultura de *M. rosenbergii* no sistema proposto é apresentada de forma seqüencial.

- **8:00 horas**

1. Verificar o nível da água no tanque e no filtro. Limpar a tela de saída ou, se necessário, substituí-la por tela de malha maior (250 ou 500 μ m), compatível com o tamanho das larvas.
2. Medir a temperatura e o fluxo de água, corrigindo se necessário.

3. Retirar cistos, exúvias e larvas mortas da superfície da água com um puçá e nas laterais do tanque, com uma esponja.
 4. Repor o volume de água evaporada, despejando água doce, lentamente, no tanque de larvicultura (nunca no biofiltro), até que o nível de operação no sistema seja restabelecido.
 5. A partir do 11º dia de cultivo (a maioria das larvas deve estar no estágio VII), fornecer ração (BARROS, 1996).
 6. Verificar se as instalações hidráulicas, elétricas e de aeração estão funcionando adequadamente.
- **11:00 horas**
 1. Colocar cistos de *Artemia* para hidratar, sob iluminação. Quando a temperatura do ar estiver abaixo de 25 °C, a hidratação deve iniciar-se às 9:00 h.
 2. Quando iniciar o fornecimento de ração, oferecer a segunda refeição.
 - **14:00 horas**
 1. Determinar os teores de nitrito e amônia, usando “kits” colorimétricos.
 2. Se houver resíduos no fundo ou se os teores de amônia ou nitrito estiverem elevados (> 0,5 mg/L), deve-se retirar os detritos por sifonagem:
 - 2.1. desligar a aeração e o sistema “air-lift” por aproximadamente 10 minutos;
 - 2.2. retirar os resíduos do fundo com uma mangueira de 10-20 mm de diâmetro como sifão, para um balde telado (malha 125 µm), colocado dentro de outro recipiente grande o suficiente para recolher a água que será sifonada. Ao término, restabelecer a aeração;
 - 2.3. recolher cuidadosamente as larvas retidas no balde por meio de sifonagem, utilizando uma mangueira de 5-10 mm e devolvê-las ao tanque;
 - 2.4. retirar cascas de cistos aderidas às paredes laterais dos tanques com esponja;
 - 2.5. filtrar a água sifonada (em tela de malha de 80 µm) e devolvê-la ao tanque.
 3. Lavar a tela do filtro mecânico.
 - **16:30 - 17:00 horas**
 1. Antes do fornecimento de *Artemia*, estimar a densidade de náuplios remanescentes no tanque. Com um tubo graduado ou pipeta de 5 a 10 mL sem ponta, coletar 5 amostras de água e contar os náuplios. O ideal é obter-se aproximadamente 1 náuplio/mL. Se houver mais, reduzir o fornecimento em relação ao dia anterior, se houver menos, aumentar.
 2. Fornecer os náuplios recém-eclodidos de *Artemia*.
 3. Estimar a densidade de náuplios após o fornecimento (o ideal é pelo menos 5 náuplios/mL).
 4. Preparar nova cultura de *Artemia*, usando os cistos hidratados.
 5. Pesar a ração que será fornecida no dia seguinte em doses adequadas para cada tanque. Acondicioná-la em placas de Petri ou potes plásticos tampados e guardá-la na geladeira.
 6. Medir a temperatura e o fluxo de água do sistema, corrigindo se necessário.

A condição de saúde das larvas e o estágio de desenvolvimento devem ser observados diariamente até o V estágio e, a partir daí, duas vezes por semana. Para detalhes desse procedimento, consulte VALENTI e DANIELS (2000).
4. Trocar ou lavar o cartucho de tela de contenção das larvas:
 - 4.1. manter a aeração desligada;
 - 4.2. levantar o cano de drenagem de modo a interromper o fluxo da água;
 - 4.3. retirar o cartucho de tela de contenção das larvas;
 - 4.4. lavar a tela sob torneira esfregando levemente com esponja. Não usar sabão, detergente ou qualquer outro produto de limpeza;
 - 4.5. colocar o cartucho telado em seu lugar e ligar a aeração, restabelecendo o fluxo;
 - 4.6. após 10 minutos, se houver alguma larva no filtro mecânico, devolvê-la ao tanque.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

As larvas de *M. rosenbergii* podem ser cultivadas em temperaturas que variam de 24 a 31°C, sendo que a faixa ótima está compreendida

entre 28 e 30 °C (NEW, 2002). Este parâmetro esteve dentro da faixa ótima, ao redor de 30 °C, em todos os cultivos (Tabela 1). Os baixos valores do desvio padrão mostram que a capacidade do aquecedor (300 W) é suficiente para manter a temperatura estável. Quando a diferença entre a temperatura desejada e a temperatura ambiente for inferior a 10 °C, os aquecedores podem ser dimensionados observando-se a relação 1 W de potência para cada litro de água (VALENTI *et al.*, 1998). No entanto, o uso de aquecedores com maior capacidade, como neste sistema (relação de 2 W por litro de água), garante maior estabilidade e segurança, principalmente em regiões mais frias ou no período de inverno.

As larvas de *M. rosenbergii* são bastante exigentes quanto ao teor de oxigênio dissolvido na água, que deve permanecer próximo ao valor de saturação (NEW, 2002). O teor médio de oxigênio dissolvido variou entre 4,6 e 6,5 mg/L, com percentagem de saturação entre 64,5 a 87,1% (Tabela 1). Nos primeiros estágios larvais, no entanto, o turbilhamento provocado por uma vigorosa aeração é prejudicial às larvas, podendo arremessá-las contra as paredes do tanque levando-as à morte. Na maioria das larviculturas, observa-se que a água dos tanques apresentou, em média, mais de 70% de saturação de oxigênio (Tabela 1). Após esta fase, o oxigênio variou sempre ao redor de 80% de saturação. Isto demonstra que o sistema de aeração projetado foi bastante eficiente para oxigenar a água. Além disso, este tem um papel fundamental para manter as larvas e o alimento em suspensão e circulando no tanque.

M. rosenbergii é um animal eurihalino, apresentando mecanismos de regulação osmótica que permitem sua sobrevivência em uma ampla faixa de salinidade. No entanto, segundo NEW (2002), a faixa mais adequada para o desenvolvimento larval dessa espécie vai de 12 a 16‰. No presente trabalho, a salinidade variou ao redor de 12‰, exceto na larvicultura L3. Este parâmetro, em todos os cultivos, permaneceu estável e dentro da faixa recomendada (Tabela 1).

Um dos problemas na larvicultura de camarões de água doce é o controle dos subprodutos nitrogenados, resultantes da excreção das larvas e da decomposição da matéria orgânica, em níveis adequados para as larvas

(VALENTI *et al.*, 1998). Esses materiais são lançados no meio principalmente sob a forma de amônia, que é o principal produto de excreção da grande maioria dos organismos aquáticos (CORPRON e ARMSTRONG, 1983). No sistema aberto, a qualidade da água é mantida pela troca diária de metade do volume contido no tanque de desenvolvimento larval por água nova (CORREIA *et al.*, 2000). No sistema fechado, a água circula por biofiltros, onde ocorrerá a nitrificação (VALENTI e DANIELS, 2000). Neste processo, a amônia (NH₃) será oxidada a nitrito (NO₂⁻) pelas bactérias *Nitrosomonas*, *Nitrosococcus*, *Nitrospina*, *Nitrosolobus* e/ou *Nitrosovibrio* e este será convertido em nitrato (NO₃⁻) pelas bactérias *Nitrobacter*, *Nitrospina*, *Nitrospira* e/ou *Nitrococcus* (TIMMONS *et al.*, 2002).

O papel do biofiltro é abrigar as populações de microrganismos nitrificantes. A conversão da amônia e do nitrito em nitrato envolve reações de oxidação e síntese com consumo de oxigênio e formação de ácido carbônico, levando a uma redução no pH (VALENTI *et al.*, 1998). Para cada 1,00 g de amônia oxidada 4,57 g de oxigênio são consumidos e a alcalinidade se reduz em 7,14 g de CaCO₃ (TIMMONS *et al.*, 2002). KAISER e WHEATON (1983) citam experimentos que indicam que, quando a concentração de oxigênio é de 2 mg/L, apenas 40% da nitrificação máxima potencial se processa. Esta sobe para 80% quando o oxigênio passa para 4 mg/L.

O biofiltro utilizado no Setor de Carcinicultura foi projetado com um sistema de oxigenação adequado para que este gás não atue como fator limitante do processo de nitrificação (Figura 1). Além disso, cascalho e conchas quebradas foram escolhidos como substrato para o desenvolvimento dos microrganismos. Este tem um efeito tampão eficiente, mantendo o pH constante e alcalino, dentro da faixa adequada ao desenvolvimento das larvas. A eficiência do tamponamento do sistema pode ser confirmada pelos valores médios de pH, ao redor de 8,0 (Tabela 1), que se mantiveram relativamente constantes em todas as larviculturas e com desvio padrão baixo, indicando que houve pouca variação durante o ciclo de cultivo. Em todas as larviculturas analisadas, o pH esteve dentro da faixa adequada para a espécie, que é de 7,0 a 8,5 (NEW, 2002).

Tabela 1. Variáveis da água (média \pm desvio padrão) obtidas em dez larviculturas (L1 a L10) de *M. rosenbergii* em sistema fechado dinâmico.

OD = oxigênio dissolvido.

Variável	L1	L2	L3	L4	L5	L6	L7	L8	L9	L10
Temperatura (°C)	30,6 \pm 0,8	29,9 \pm 0,3	29,8 \pm 0,5	29,6 \pm 0,4	29,5 \pm 0,6	30,0 \pm 0,4	30,0 \pm 0,6	30,0 \pm 0,3	30,0 \pm 0,3	30,1 \pm 0,4
OD (mg/L)	6,5 \pm 0,1	5,2 \pm 0,9	5,5 \pm 0,6	6,4 \pm 0,1	6,5 \pm 0,1	4,6 \pm 1,3	6,5 \pm 0,2	5,4 \pm 0,9	5,2 \pm 1,0	5,2 \pm 1,1
OD (% Saturação)	86,5 \pm 1,6	69,8 \pm 11,0	72,6 \pm 8,9	86,3 \pm 0,9	86,9 \pm 1,1	64,5 \pm 18,6	87,1 \pm 2,7	75,2 \pm 11,3	72,7 \pm 12,6	72,2 \pm 12,9
pH	7,7 \pm 0,1	8,1 \pm 0,2	8,1 \pm 0,2	8,0 \pm 0,3	8,2 \pm 0,3	8,0 \pm 0,3	8,0 \pm 0,1	8,0 \pm 0,2	8,1 \pm 0,2	8,1 \pm 0,2
Salinidade (‰)	12,3 \pm 0,4	12,1 \pm 0,1	13,7 \pm 1,0	12,4 \pm 1,0	12,3 \pm 0,2	12,9 \pm 0,5	12,8 \pm 0,4	11,9 \pm 0,3	12,3 \pm 0,3	12,2 \pm 0,2
Amônia (μ g/L)	56,0 \pm 34,0	48,8 \pm 19,4	92,0 \pm 41,8	52,0 \pm 39,4	49,0 \pm 15,6	121,0 \pm 100,4	62,0 \pm 46,8	55,0 \pm 25,6	71,0 \pm 47,4	61,0 \pm 18,8
Nitrito (μ g/L)	26,4 \pm 14,3	39,4 \pm 14,6	25,0 \pm 7,6	36,3 \pm 17,8	67,0 \pm 15,7	51,8 \pm 42,8	53,0 \pm 21,5	70,0 \pm 34,4	70,8 \pm 33,4	67,4 \pm 34,0

O diâmetro das partículas que compõem o substrato também é importante, pois quanto maior for a somatória da área superficial, maior será a biomassa de bactérias sustentada pelo biofiltro. Reduzindo-se o tamanho dos grânulos, eleva-se a área total, mas a diminuição dos espaços intersticiais dificulta a circulação da água e facilita sua obliteração por resíduos provenientes do tanque de larvicultura (SPOTTE, 1979). A utilização de fragmentos de conchas com aproximadamente 5 mm foi adequada, pois não ocorreu entupimento do biofiltro em nenhum cultivo realizado e as concentrações de amônia e nitrito foram mantidas baixas (as médias variaram entre 48,8 e 121,0 $\mu\text{g/L}$ e 25,0 e 70,8 $\mu\text{g/L}$, respectivamente), conforme pode ser observado pela Tabela 1.

Demonstrou-se que a biomassa de bactérias presentes num biofiltro é dependente da quantidade total de amônia disponível e não da concentração desta na água (BRUNE e GUNTHER, 1981). Desse modo, a elevação do fluxo de água acarreta maior carga de amônia, elevando a concentração de bactérias nitrificantes, o que possibilita obter as mesmas taxas de nitrificação com filtros menores. Assim, o sistema aqui apresentado foi planejado para funcionar com alta taxa de recirculação. O volume de água contido no tanque de larvicultura passa através do biofiltro 20 a 24 vezes por dia.

A amônia pode ocorrer sob a forma ionizada (NH_4^+) ou não ionizada (NH_3), dependendo, principalmente do pH. A forma não ionizada é altamente tóxica porque atravessa as membranas com muita facilidade (CHEN e KOU, 1993). A diminuição do pH reduz o efeito tóxico da amônia, que se converte na forma ionizada, mas, por outro lado, aumenta a toxidez por nitrito devido a sua conversão em HNO_2 (LIU e CHEN, 1976; SMITH e WANNAMAKER, 1983). Para a larvicultura de *M. rosenbergii*, é recomendável que o teor de amônia total na água permaneça abaixo de 8,0 mg/L em pH neutro (MALLASEN e VALENTI, 2005). Neste trabalho, a concentração desta substância esteve geralmente abaixo de 0,1 mg/L em todas as larviculturas analisadas (Tabela 1), mostrando que as populações bacterianas responderam bem ao aumento na carga de amônia no sistema, que ocorre com o crescimento das larvas e adição de ração. Além disso, os

valores registrados ficaram muito abaixo dos níveis prejudiciais às larvas. ONG (1983) observou variações de 0,9 a 2,9 mg/L de amônia total durante a larvicultura desta espécie realizada em sistema de recirculação, enquanto que AQUACOP (1983) cita valores sempre inferiores a 0,3 mg/L, em condições semelhantes. Portanto, o sistema aqui apresentado parece ser mais eficiente.

A concentração de amônia total variou dentro de uma faixa de valores muito baixa (Tabela 1), O nitrito é um dos principais fatores limitantes na larvicultura de *M. rosenbergii*. Atravessa rapidamente as membranas e oxida os pigmentos respiratórios, dificultando o transporte de oxigênio (LIU e CHEN, 1976; JENSEN, 2003). Em caso de manejo inadequado, atinge rapidamente níveis letais. CORREIA *et al.* (2000) e NEW (2002), recomendam que a concentração deste composto permaneça abaixo de 0,1 mg/L no interior dos tanques de larvicultura. No entanto, MALLASEN e VALENTI (2006) demonstraram que as larvas toleram até 2 mg/L. Nas larviculturas apresentadas neste trabalho, os valores de nitrito foram baixos (Tabela 1). Isto indica que o biofiltro utilizado tem capacidade para armazenar organismos nitrificantes e suas populações crescem rapidamente, acompanhando o aumento de entrada de nitrito no sistema.

De acordo com KAISER e WHEATON (1983) um biofiltro deve ser compacto, de construção simples e barata, difícil de entupir, independente de aeração suplementar e perfeitamente adaptado ao sistema de recirculação utilizado. O filtro utilizado apresenta todas essas características, com exceção da penúltima. No entanto, o sistema não utiliza bomba e toda movimentação da água é feita pelo ar que a oxigena. Assim, o custo da suplementação de oxigênio é desprezível.

A construção do tanque de desenvolvimento larval com fundo cônico tem a finalidade de concentrar os resíduos em seu vértice, simplificando a atividade de limpeza e reduzindo a quantidade de água que se perde com este manejo. Observa-se que, em média, 4 a 5 L de água são retirados do tanque durante essa tarefa. Isto corresponde a 3 a 4% do volume do tanque, sendo que a maior parte dessa água pode retornar ao tanque, após ser filtrada. A quantidade total de água salobra acrescentada ao sistema durante

todo o período de desenvolvimento larval foi, geralmente, inferior a 10% do volume do tanque de larvicultura. Isto representa uma grande economia de água do mar em relação ao sistema aberto, que utilizaria cerca de 20 vezes o volume do tanque (2.000%) em igual período.

A quantidade de água que diariamente se perde do sistema por evaporação depende fundamentalmente da superfície evaporante, da temperatura e da umidade relativa do ar. Como o ambiente onde se realiza a larvicultura é geralmente muito úmido, esta perda é pequena e só tem significado econômico no caso de

empreendimentos localizados junto ao litoral, com falta de água doce. No sistema apresentado, a reposição diária foi de aproximadamente 2 L de água doce.

No presente trabalho, a taxa de sobrevivência variou entre 60,5 e 72,4% e a produtividade entre 37 e 72 PL/L (Tabela 2). Em sistemas comerciais de recirculação usados para *M. rosenbergii*, estes parâmetros variam entre 60 e 75% e 60 a 80 PL/L, respectivamente (RA'ANAN e COHEN, 1982; AQUACOP, 1983; COHEN and RA'ANAN, 1989; CARVALHO FILHO e MATHIAS, 1998), valores próximos aos obtidos neste trabalho.

Tabela 2. Parâmetros do cultivo obtidos em dez larviculturas (L1 a L10) de *M. rosenbergii* em sistema fechado dinâmico. PL=pós-larvas.

Parâmetros	L1	L2	L3	L4	L5	L6	L7	L8	L9	L10
Densidade (larvas/L)	61	91	90	85	89	105	106	100	100	100
Ciclo (dias)	30	26	31	42	39	25	28	24	24	24
Sobrevivência (%)	60,5	65,7	63,6	68,5	70,4	65,9	62,4	63,9	65,0	72,4
Produtividade (PL/L)	37	60	58	59	63	70	66	64	65	72

Conforme foi demonstrado pela análise das dez larviculturas, o sistema de recirculação e o manejo propostos são adequados para a larvicultura de *M. rosenbergii*. Os princípios básicos, aqui apresentados, foram usados para projetar três laboratórios de produção comercial de pós-larvas, implantados nos últimos 10 anos, e que vem atuando com sucesso. Por outro lado, vários ciclos de larvicultura de *M. amazonicum* também foram realizados nesse sistema com resultados favoráveis (POLACHINI e VALENTI, 2000; VETORELLI, 2004), porém o manejo diário sofreu algumas alterações para adequar-se a esta espécie. Possivelmente, este sistema também seja viável para a larvicultura em pequena escala de outros crustáceos decápodes com larvas planctônicas, podendo ser muito útil em laboratórios de pesquisa.

O sistema de recirculação desenvolvido no CAUNESP ocupa pouco espaço, permite grande conservação da água e do calor, possibilita a manutenção das variáveis ambientais estáveis e adequadas às larvas, além de condicionar

sobrevivência e produtividade elevadas e compatíveis com o observado em larviculturas comerciais. Assim, sua utilização em laboratórios de pesquisa pode ser vantajoso, pois permite a condução de experimentos em condições controladas. Além disso, pode ser adaptado para a produção de pós-larvas em pequena escala. Deve-se ressaltar, entretanto, que o produtor deve dimensionar as instalações e adequar a rotina de manejo de acordo com a demanda de produção e a espécie.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AQUACOP. 1983 Intensive larval rearing in clear water of *Macrobrachium rosenbergii* (De Man, Annueue stock) at the Oceanologique du Pacifique, Tahiti. In: McVEY, J.P. and MOORE, J.R. *Crustacean aquaculture*. Boca Raton: CRC Press. p.179-187.
- BARROS, H.P. 1996 *Comportamento alimentar do camarão de água doce, Macrobrachium rosenbergii* (De Man, 1879), durante a fase

- larval. Jaboticabal. 100p. (Dissertação de Mestrado. Centro de Aquicultura, UNESP).
- BENSCHNEIDER, K. and ROBINSON, J.R. 1952 A new spectrophotometric method for the determination of nitrite in seawater. *Journal of Marine Research*, New Haven, 11: 87-96.
- BRUNE, D.E. and GUNTHER, D.C. 1981 The design of a new high rate nitrification filter for aquaculture water reuse. *Journal of the World Mariculture Society*, Baton Rouge, 12(1): 20-31.
- CARVALHO FILHO, J. e MATHIAS, M.A.C. 1998 Larvicultura em sistema fechado estático. In: VALENTI, W.C. *Carcinicultura de água doce: tecnologia para produção de camarões*. Brasília: FAPESP/IBAMA. p. 95-113.
- CHEN, J.C. and KOU, Y.Z. 1993 Accumulation of ammonia in the haemolymph of *Penaeus monodon* exposed to ambient ammonia. *Aquaculture*, Amsterdam, 109: 177-185.
- COHEN, D. and RA'ANAN, Z. 1989 Intensive closed-cycle *Macrobrachium rosenbergii* hatchery: biofiltration and production strategy. In: SIMPOSIO BRASILEIRO SOBRE O CULTIVO DE CAMARÃO, 3, João Pessoa, 1989. *Proceedings...* p. 49-70.
- CORPRON, K.E. and ARMSTRONG, D.A. 1983 Removal of nitrogen by an aquatic plant *Elodea densa*, in recirculating *Macrobrachium* culture systems. *Aquaculture*, Amsterdam, 32(3-4): 347-360.
- CORREIA, E.S.; SUWANNATOUS, S.; NEW, M.B. 2000 Flow-through hatchery systems and management. In: NEW, M.B. and VALENTI, W.C. *Freshwater prawn culture: the farming of *Macrobrachium rosenbergii**. Oxford: Blackwell Science. p. 52-68
- DANIELS, W.H.; D'ABRAMO, L.R.; PARSEVAL, L. 1992 Design and management of a closed, recirculating "Clearwater" hatchery system for freshwater prawns, *Macrobrachium rosenbergii* (De Man, 1879). *Journal of Shellfish Reserch*, Hanover, 11: 65-73.
- GRIESSINGER, J.M.; ROBIN, T.; POLLET, T.; PIERRE, M.J. 1989 Progress in use of biological filtration in mass production of *Macrobrachium rosenbergii* in closed system, in French Guyana. In: AQUACULTURE'89, Los Angeles, 1989, *Separata...*8p.
- JENSEN, F.B. 2003 Nitrite disrupts multiple physiological functions in aquatic animals. *Comparative Biochemistry and Physiology*, Amsterdam, 135: 9-24.
- KAISER, G.E. and WHEATON, F.W. 1983 Nitrification filters for aquatic culture systems: state of the art. *Journal of the World Mariculture Society*, Baton Rouge, 14: 302-324.
- LIU, P.C. and CHEN, J.C. 1976 Acute toxicity of nitrite to larvae of the giant Malaysian prawn *Macrobrachium rosenbergii*. *Aquaculture*, Amsterdam, 9: 39-46.
- MALLASEN, M. and VALENTI, W.C. 2005 Larval development of giant river prawn *Macrobrachium rosenbergii* at different ammonia concentration and pH values. *Journal of the World Aquaculture Society*, Baton Rouge, 36(1): 32-41.
- MALLASEN, M. and VALENTI, W.C. 2006 Effect of nitrite on larval development of giant river prawn *Macrobrachium rosenbergii*. *Aquaculture*, Amsterdam, 261: 1292-1298.
- NEW, M.B. 2000 Commercial freshwater prawn farming around the world. In: NEW, M.B. and VALENTI, W.C. *Freshwater prawn culture: the farming of *Macrobrachium rosenbergii**. Oxford: Blackwell Science. p. 290-325.
- NEW, M.B. 2002 Farming freshwater prawn: a manual for the culture of the giant river prawn (*Macrobrachium rosenbergii*). *FAO Fishery Technical Paper*, Rome. 428: 212p.
- ONG, B.V. 1983 Progress in selecting an appropriate culture system for a small-scale *Macrobrachium rosenbergii* (De man) hatchery. *Aquaculture*, Amsterdam, 35(3): 267-272.
- POLACHINI, J.R. e VALENTI, W.C. 2000 Produção de pós-larvas do camarão *Macrobrachium amazonicum* (Heller, 1862) (DECAPODA, PALAEMONIDAE) em laboratório. In: CONGRESSO BRASILEIRO SOBRE CRUSTÁCEOS, 1., São Pedro, 2000. Resumos...p.45.
- RA'ANAN, Z. and COHEN, D. 1982 Production of the fresh water prawn *Macrobrachium*

- rosenbergii* in Israel. *Bamidgeh*, Asharat, 34(2): 47-58.
- SMITH, T.I.J. and WANNAMAKER, A.J. 1983 Shipping studies with juvenile and adult Malaysian prawns *Macrobrachium rosenbergii* (De Man). *Aquacultural Engineering*, Netherlands, 2(4): 287-300.
- SOLORZANO, L. 1972 Determination of ammonia in natural waters by the phenylhypochlorite method. *Limnology and Oceanography*, Waco, 14: 799-801.
- SPOTTE, S. *Fish and invertebrate culture: water management in closed systems*. 2ª ed. New York: John Wiley & Sons. 179p.
- TIMMONS, M.B.; EBELING, J.M.; WHEATON, F.W.; SUMMERFELT, S.T.; VINCI, B.J. 2002 *Recirculating aquaculture systems*. 2ª ed. New York: Cayuga Aqua Ventures. 209p.
- VALENTI, W.C. 1996 *Criação de camarões em águas interiores*. São Paulo: FUNEP. 81p.
- VALENTI, W.C. and DANIELS, W.H. 2000 Recirculation hatchery systems and management In: NEW, M.B. and VALENTI, W.C. *Freshwater prawn culture: the farming of Macrobrachium rosenbergii*. Oxford: Blackwell Science. p. 69-90.
- VALENTI, W.C.; MALLASEN, M.; SILVA, C.A. 1998 Larvicultura em sistema fechado dinâmico. In: VALENTI, W.C. *Carcinicultura de água doce: tecnologia para a produção de camarões*. Brasília: FAPESP/IBAMA. p. 112-139.
- VETORELLI, M.P. 2004 *Viabilidade técnica e econômica da larvicultura do camarão-da-amazonia, Macrobrachium amazonicum, em diferentes densidades de estocagem*. Jaboticabal. 90p. (Dissertação de Mestrado. Centro de Aqüicultura, UNESP).