

Arthur Murilo da Silva Sousa Bruno

Crescimento de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard, 1824) alimentadas com microencapsulados de farinha de salmão.

Dissertação submetida ao Programa de Pós-graduação em Aqüicultura da Universidade Federal de Santa Catarina para a obtenção do Grau de Mestre em Aqüicultura.

Orientador: Evoy Zaniboni Filho

Coorientador: Giuliano Palemão Carlos Maia Huergo

Florianópolis
2016

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor,
através do Programa de Geração Automática da Biblioteca Universitária da UFSC.

Bruno, Arthur Murilo da Silva Sousa

Crescimento de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard, 1824) alimentadas com microencapsulados de farinha de salmão / Arthur Murilo da Silva Sousa Bruno ; orientador, Evoy Zaniboni Filho ; coorientador, Giuliano Palemão Carlos Maia Huergo. - Florianópolis, SC, 2016. 55 p.

Dissertação (mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, Centro de Ciências Agrárias. Programa de Pós Graduação em Aquicultura.

Inclui referências

1. Aquicultura. 2. microdieta. 3. dieta inerte. 4. ganho de peso. 5. coalimentação. I. Zaniboni Filho, Evoy . II. Huergo, Giuliano Palemão Carlos Maia . III. Universidade Federal de Santa Catarina. Programa de Pós Graduação em Aquicultura. IV. Título.

Crescimento de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*, QUOY & GAIMARD, 1824) alimentadas com microencapsulados de farinha de salmão

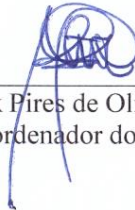
Por

ARTHUR MURILO DA SILVA SOUSA BRUNO

Esta dissertação foi julgada adequada para a obtenção do título de

MESTRE EM AQUICULTURA

e aprovada em sua forma final pelo Programa de Pós-Graduação em Aquicultura.



Prof. Alex Pires de Oliveira Nuñez, Dr.
Coordenador do Programa

Banca Examinadora:

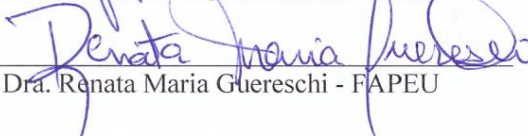


Dr. Evoy Zaniboni Filho – *Orientador*



Dr. Alex Pires de Oliveira Nuñez

Dr. José Luiz Pedreira Mouriño - UFSC



Dra. Renata Maria Guerreschi - FAPEU

AGRADECIMENTOS

Tenho hoje uma alegria imensa por mais uma conquista em minha vida. Agradeço primeiramente a Deus por todas as minhas conquistas e por sempre me manter em foco nos momentos difíceis.

Agradeço a meus pais: Rosivaldo Bruno e Luiza Bruno; Em especial minha mãe por demonstrar em todos os momentos que a perseverança e a humildade caminham juntas para obtenção do sucesso. Minhas irmãs Mirelli Bruno e Brunna Bruno que sempre estiveram dispostas a ajudar.

Deixo também meu inteiro agradecimento a minha querida avó (Maria Bruno) por todos os conselhos e palavras de motivação e aos meus tios (Raqueline Bruno, Roniere Bruno, Rosilene Bruno e Rosicleide Bruno) pelos mais diversos tipo de ajuda.

Agradeço aos demais familiares: tios, tias: primos e primas. Um beijo eterno para tia Bizia que lutou ao máximo pela vida em 2015.

Aos professores da pós-graduação em Aquicultura da UFSC, em especial ao professor Dr. Evoy Zaniboni Filho pela oportunidade e pela confiança dada a mim.

Agradeço a minha namorada Thaysa Marianny por ter compreendido minha ausência e por continuar ao meu lado nesses dois anos de mestrado.

Aos amigos do Lapad: Giuliano Huergo (Coorientador), Maurício, Diogo, Emilia, Douglas, Pengo, Stela, Patrik, Gicela, Fabiola, Alan, Fernanda, Luciano, Orbino, Susan, Vanessa e Carlos Edurado.

Aos amigos de mestrado: Fernanda, Joaquim, Francisco, Raoani, Leonardo, Mirta, Patrícia, Felipe, Amanda e Igor.

Aos guerreiros da República: Tiago (Gina), Vitor (Piquizin), Flávio (Baiano), Nilson (Jow) e Lentz.

A capes pela disponibilidade de bolsa de estudo e ao Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce (Lapad).

Agradeço a todos...

RESUMO

O objetivo do presente trabalho é avaliar a taxa de crescimento, o ganho de peso e a sobrevivência de larvas de jundiá alimentadas ao tradicional uso de náuplio de *Artemia* sp. e coalimentá-las com microencapsulado de farinha de salmão de modo isolado, combinado ou alternadamente. As unidades experimentais foram compostas por 21 recipientes plásticos e volume útil de 10 litros. A densidade foi de 20 larvas/L, totalizando 200 larvas por unidade experimental. O trabalho foi dividido em dois experimentos conduzidos simultaneamente. O experimento 1 teve duração de 72 horas e o delineamento experimental foi inteiramente casualizado com dois tratamentos e três repetições: tratamento “a” (Ta) alimentados com MFS e tratamento “b” (Tb), alimentados com náuplios de *Artemia* sp. O experimento 2 teve duração de 168 horas e o delineamento experimental foi inteiramente casualizado com cinco tratamentos e três repetições: fornecimento contínuo de microencapsulado de alginato de sódio (MAS); fornecimento contínuo de microencapsulado de farinha de salmão (MFS); fornecimento de MFS nas primeiras 72h e posterior substituição por náuplios de *Artemia* sp. (MFS→ART); fornecimento contínuo de náuplios de *Artemia* sp. (ART); fornecimento contínuo de MFS e de náuplios de *Artemia* sp. (MFS+ART). As Larvas alimentadas com MFS (Ta) apresentaram redução no peso e no comprimento ($p < 0,05$), quando comparadas com aquelas alimentadas com ART (Tb). O microencapsulado (MFS), embora possua um alto nível proteico, não foi suficiente para que isoladamente promovesse um bom desenvolvimento das larvas. Aparentemente, as larvas perdem o interesse pela dieta MFS a partir do quarto dia de alimentação exógena. Em contrapartida a combinação de MFS + ART ofertada por sete dias apresentou os melhores resultados com peso médio de 14 mg e comprimento de 10,1 mm. Os resultados desse estudo abrem novas perspectivas para pesquisas futuras sobre a adequação nutricional das microdietas para larvas de peixes.

Palavras-chave: aquicultura, microdieta, dieta inerte, ganho de peso, coalimentação.

ABSTRACT

The objective of this study is evaluate the rate of growth, weight gain and survival of silver catfish larvae fed the traditional use of nauplius of *Artemia* sp. and co-feeding with salmon flour microencapsulated in isolation, combined or alternately. The experimental units were composed of 21 plastic containers and useful volume of 10 liters. The density was 20 larvae / L, a total of 200 larvae each. The work was divided into two experiments conducted simultaneously. Experiment 1 lasted 72 hours and the experimental design was completely randomized with two treatments and three repetitions: treatment "a" (Ta) fed MFS and treatment "b" (Tb) fed *Artemia* sp. The experiment 2 lasted 168 hours and the experimental design was completely randomized with five treatments and three repetitions: continuous supply of microencapsulated sodium alginate (MAS); continuous supply of salmon flour microencapsulated (SFM); supply of SFM in the first 72 hours and subsequent replacement by *Artemia* sp. (MFS → ART); continuous supply of *Artemia* sp. (ART); continuous supply of MFS and *Artemia* sp. (MFS + ART). The larvae fed with SFM (Ta) showed reduction in weight and length ($p < 0.05$) when compared with those fed with ART (Tb). The microencapsulated (MFS), has a high protein level but was not enough that alone promote good development of the larvae. Apparently, the larvae lose interest in MFS diet from the fourth day feeding period. In contrast the combination of MFS + ART offered for seven days showed the best results with an average weight of 14 mg and length of 10.1 mm. The study results open new perspectives for future research on the nutritional adequacy of microdiets for fish larvae.

Keywords: aquaculture, microdieta, inert diet, weight gain, co-feeding.

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

cm – centímetro

μm – micrometro

ART – Naúplio de *Artemia* sp.

μM – Micro Mol

MFS – Microencapsulado de Farinha de Salmão

MAS – Microencapsulado de Alginato de Sódio

Rpm – Rotação por minuto

PB – Proteína bruta

MS – Matéria seca

EE – Extrato etéreo

CZ - Cinzas

SUMÁRIO

1	INTRODUÇÃO GERAL.....	15
1.1	REFERENCIAL TEÓRICO.....	15
1.1.1	Panorama da Pesca e Aquicultura Mundial.....	15
1.1.2	Panorama da Pesca e Aquicultura no Brasil.....	15
1.1.3	Dieta na fase larval.....	17
1.1.4	Microencapsulação.....	18
1.1.5	Alginato de Sódio.....	19
1.1.6	Justificativa.....	20
1.2	OBJETIVOS.....	20
2.2.1	Objetivo Geral.....	20
2.2.2	Objetivos Específicos.....	20
2	ARTIGO I. Crescimento de larvas de jundiá (<i>Rhamdia quelen</i> , Quoy & Gaimard, 1824) alimentadas com microencapsulado de farinha de salmão.	21
1	INTRODUÇÃO.....	23
2	MATERIAL E MÉTODOS.....	25
2.1	Farinha de salmão comercial.	25
2.2	Preparação do Microencapsulado de Farinha de Salmão (MFS) e Microencapsulado de Alginato de Sódio (MAS). 25	
2.3	Análise física e bromatológica do MFS e análise bromatológica do MAS.....	26
2.4	Material Biológico.....	27

2.5	Delineamento e rotina experimental	28
2.6	Observação do Consumo do MFS.	30
2.7	Análise do desempenho zootécnico.....	30
3	RESULTADOS.....	31
3.1	Qualidade da água.....	31
3.2	Análise física e bromatológica do MFS e bromatológica do MAS e da Artemia sp.....	31
3.3	Experimento 1.....	34
3.4	Experimento 2.....	34
4	DISCUSSÃO	39
5	CONCLUSÃO.....	43
6	AGRADECIMENTOS	44
7	REFERÊNCIAS	44
3.	REFERÊNCIAS DA INTRODUÇÃO	49

1 INTRODUÇÃO GERAL

1.1 REFERENCIAL TEÓRICO

1.1.1 *Panorama da Pesca e Aquicultura Mundial*

A produção mundial de pescado em 2014 foi de 167,2 milhões de toneladas. Desse montante 93,4 milhões de toneladas (55,86%) tiveram origem na pesca, enquanto 73,8 milhões (44,14%) de toneladas foram produzidas pela aquicultura (FAO, 2016). Esses números se tornam impressionantes quando recordamos que na década de 1970, ou seja, há apenas 40 anos, a aquicultura era responsável por menos de 1% da produção mundial de pescado destinado ao consumo humano (FAO, 2014).

Além disso, as estimativas da FAO indicam que a aquicultura será responsável por mais de 60% da produção mundial de pescado para consumo humano em 2030 (FAO, 2014). Dessa forma, a tendência de crescimento da atividade nos últimos anos deve continuar nas próximas décadas, com a aquicultura sendo a maior responsável por atender a crescente demanda de pescado em nível mundial.

Da produção mundial de aquicultura em 2012 (66,6 milhões de toneladas), 41,9 milhões de toneladas (62,9%) do total foi proveniente da aquicultura de água doce e 24,7 milhões de toneladas (37,1 %), da aquicultura marinha (FAO, 2014).

1.1.2 *Panorama da Pesca e Aquicultura no Brasil*

Segundo os dados oficiais do Ministério da Pesca e Aquicultura, a produção brasileira de pescado em 2013 foi de 1.241.807 toneladas, sendo que, destas, 765.287 toneladas foram de origem da pesca (61,6%) e 476.512 toneladas de origem da aquicultura (38,4%). Na Aquicultura, a região Nordeste foi a maior produtora em 2013, com 140.748 toneladas de pescado, seguida pela região Sul, com 107.448 toneladas. Em 3º lugar está a região Centro-Oeste (105.010 toneladas), seguida pela região Norte (73.009 toneladas) e pela região Sudeste (50.297 toneladas).

No Brasil, das 476.512 toneladas de pescado produzidas pela aquicultura em 2013, a aquicultura continental foi responsável por 392.492 toneladas (82,36%), e a aquicultura marinha, por 84.020 toneladas (17,63%). A aquicultura continental no Brasil é essencialmente representada pela piscicultura (MPA, 2013).

Devido à grande extensão territorial e a diversidade climática encontrada no Brasil, várias espécies têm sido estudadas para aproveitamento na aquicultura. Dentre elas destacam-se o tambaqui (*Colossoma macropomum*) e o matrinxã (*Brycon amazonicus*), na Região Norte, o pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*), na Região Centro Oeste, além do jundiá (*Rhamdia quelen*) e do dourado (*Salminus brasiliensis*) na Região Sul (FRACALOSSO *et al.*, 2004).

O cultivo de jundiá (*R. quelen*) apresenta destaque na região Sul por ser um bagre onívoro, é a espécie nativa com maior produção no estado de Santa Catarina (EPAGRI, 2016). Ela apresenta ampla distribuição geográfica, tendo sua ocorrência sido registrada desde a região central da Argentina até o sul do México (Silfvergrip, 1996). É um peixe teleosteo, da ordem Siluriformes e família Heptapteridae. Em sistemas de aquicultura pode atingir entre 600 e 800 g de massa corporal em apenas oito meses, quando cultivado numa densidade de dois a quatro peixes por m² (BORGES, 2005).

Essa espécie tem despertado grande interesse nos piscicultores da Região Sul, devido a sua resistência ao manejo, docilidade e crescimento acelerado (CARNEIRO *et al.*, 2002; FRACALOSSO *et al.*, 2002), além de apresentar boa eficiência alimentar e, sobretudo, por possuir uma carne saborosa e sem espinhos intramusculares.

Os estudos com o jundiá vêm se intensificando no Brasil. Contudo, ainda existem alguns entraves na sua produção. Dentre estes, destacam-se a susceptibilidade dos alevinos ao protozoário conhecido como íctio (*Ichthyophthirius multifiliis*), a maturação precoce (FRACALOSSO *et al.*, 2002), o crescimento heterogêneo e a falta de informações sobre suas exigências nutricionais, embora Meyer e Fracalossi (2004) já tenham investigado suas exigências proteica e energética, sugerindo valores de 34% de proteína bruta e 3500kcal de energia metabolizável.

Porém o nível ótimo de proteína em dietas depende de inúmeros fatores, dentre os quais se destacam: o tamanho dos peixes (EINEN; ROEM, 1997), a qualidade e a digestibilidade da proteína (FRANCIS; MAKKAR; BECKER, 2001; GLENCROSS; BOOTH; ALLAN, 2007), além da disponibilidade de fontes de energia não proteicas (ROBINSON e WILSON, 1985; STEFFENS, 1989; HEMRE; MOMMSEN; KROGDAHL, 2002). Esse último aspecto refere-se à existência de um delicado balanço entre energia e proteína (E:P) e pelo fato do consumo alimentar ser essencialmente determinado pela energia total disponível na dieta (LEE; PUTNAM, 1973; NRC, 2011). Um excesso de energia não proteica resulta numa alta relação E:P o que pode provocar a

diminuição do consumo, antes mesmo que ocorra a ingestão mínima de proteína e de outros nutrientes fundamentais ao crescimento adequado dos peixes (NRC, 2011).

Já no período larval do jundiá, acontecem grandes perdas, talvez pela falta de uma alimentação adequada durante a troca da alimentação endógena (reservas vitelinas) para a alimentação exógena (alimento natural ou artificial). Ao desenvolver uma ração que atenda às exigências nutricionais da espécie e obtendo-se bons resultados nos parâmetros produtivos, aumentar-se-á a qualidade e a quantidade dos peixes produzidos (CARDOSO *et al.*, 2004).

Vários trabalhos foram realizados visando melhorar a sobrevivência e o crescimento de larvas de jundiá. A combinação de levedura de cana e fígado bovino mostrou-se eficiente como base proteica da ração para esta espécie (PIAIA e RADÚNZ Neto, 1997). Outras fontes foram testadas, como, o concentrado proteico de soja, apesar de não ter demonstrado ser uma boa alternativa como a principal fonte proteica das rações (FONTINELLI, 1997). A combinação de alimento vivo (náuplios de *Artemia* sp.) mais ração também tem proporcionado bom desenvolvimento para larvas de jundiá (BEHR *et al.*, 2000).

Na larvicultura de bagres em geral é comum a ocorrência de canibalismo, como observado por Fermin e Bolívar (1991) para larvas de *Clarias macrocephalus*, fato que dificulta ainda mais o cultivo. Uma alternativa para contornar este problema é o fornecimento de alimento de qualidade durante os primeiros dias de vida do peixe (CARDOSO *et al.*, 2004).

Sendo assim, faz-se necessário produzir uma dieta rica em nutrientes, e que atenda as exigências nutricionais das larvas.

1.1.3 Dieta na fase larval

Durante esta fase inicial de desenvolvimento das larvas, diversos fatores influenciam no crescimento e na sobrevivência das larvas, tais como: o fotoperíodo (FEIDEN *et al.*, 2006), a cor dos tanques de larvicultura (PEDREIRA *et al.*, 2008) e o tamanho do alimento fornecido (CÔRTEZ e TSUZUKI, 2010). Outra dificuldade observada na larvicultura de espécies nativas está relacionada com a primeira alimentação (LUZ e ZANIBONI-FILHO, 2001). O alimento possui influência direta sobre o desempenho, sobrevivência e crescimento dos peixes, de modo que uma deficiência nessa etapa causa alta mortalidade nas fases iniciais (DIEMER, 2012). Entretanto, a imaturidade do sistema

digestório de peixes, devido à ausência de enzimas digestivas, dificulta a utilização de microdietas como primeiro alimento em várias espécies de peixes (KUBITZA, 1997; PORTELLA e DABROWSKI, 2008; HOLT, 2011).

O uso de alimento vivo é comum e amplamente utilizado na criação das fases iniciais de peixes. No entanto, a utilização de náuplios de artemia aumenta o custo da produção (ADAMANTE, 2007). Uma dieta formulada, capaz de suprir as necessidades de crescimento e desenvolvimento das larvas de peixes na primeira alimentação, busca reduzir ao mínimo o uso de alimento vivo (YÚFERA, 2005).

Segundo Menossi *et al.* (2012), o alimento inerte deve ser atrativo, palatável, apresentar densidade adequada, estabilidade na água, e estar nutricionalmente balanceado. E na alimentação de larvas, quando a dieta deve possuir partículas de tamanho reduzido, muitos nutrientes são lixiviados no contato com a água.

Além disso, atrativos em microdietas são importantes para aumentar a percepção das partículas no ambiente aquático, porém o sabor/odor e a textura das microdietas também podem determinar sua aceitação pelas larvas. Por exemplo, larvas de pacu apresentam epitélio olfatório diferenciado com células quimiorreceptoras especializadas já no final do período endotrófico (CLAVIJO-AYALA, 2008) e larvas de pintado *Pseudoplatystoma coruscans* exibem botões gustativos no início do período exotrófico, indicando a importância do paladar no comportamento alimentar da espécie (CESTAROLLI, 2005).

Dentre as estratégias utilizadas para melhorar as dietas a serem ofertadas na fase larval de peixes, a indústria aquícola tem procurado novas tecnologias para a produção de microdietas mais estáveis e, nesse contexto, chama a atenção o processo de microencapsulação (YÚFERA, 2005; MENOSSI, 2012).

1.1.4 Microencapsulação

O processo de microencapsulação consiste em recobrir o conteúdo de interesse por material que o isole, total ou parcialmente do meio, permitindo a liberação controlada de seu conteúdo. Diferente das dietas micro aglutinadas, que apresentam limitações para reter compostos de baixo peso molecular em meio aquoso, as dietas microencapsuladas são mais estáveis, sendo assim, mais eficientes em reter peptídeos, aminoácidos e vitaminas (CAHU; ZAMBONINO-INFANTE, 2001; LANGDON, 2003). Por outro lado, esses mesmos autores enfatizam que o principal problema de partículas produzidas por

este processamento é a baixa digestibilidade das cápsulas por várias espécies de larvas de peixes.

As dietas microencapsuladas para larvas podem ser produzidas por diferentes processos, como: gelificação iônica externa ou interna, coacervação simples ou complexa e *spray-dryer* (YÚFERA *et al.*, 2009).

A microencapsulação por gelificação interna com alginato de sódio resulta em partículas mais adequadas ao uso em aquicultura, por se tratar de uma técnica de baixo custo e sem a necessidade do uso de solventes tóxicos (PONCELET *et al.*, 1992; YÚFERA *et al.*, 2005).

As microesferas produzidas pelo alginato de sódio atuam como matrizes transportadoras biológicas, uma tecnologia simples que vem sendo utilizada em diversos ramos de pesquisas industriais (SILVA, 2003). Para a aquicultura, as partículas de alginato de sódio não apresentam nenhuma restrição ao serem ingeridas por larvas de peixes (YÚFERA, 2005).

1.1.5 Alginato de Sódio

Alginatos são hidrocolóides com alto potencial de uso para a biotecnologia. Estão presentes em todas as algas pardas da classe Phaeophyceae, onde possuem função estrutural nas paredes celulares, conferindo flexibilidade e resistência mecânica, condição fundamental ao seu crescimento no ambiente marinho (SANTOS, 2012). São amplamente utilizados na indústria alimentícia em virtude de suas propriedades gelificantes, estabilizantes, além da capacidade de reter água e de modificar a viscosidade de meios aquosos (SANTOS, 2012). Quanto à sua composição molecular, o alginato é um polissacarídeo linear constituído por unidades monoméricas, o ácido β -D-manurônico (M) e o ácido α -L-gulurônico (G), que são unidas por ligações glicosídicas do tipo 1 \rightarrow 4 (BRESSEL, 2007; SANTOS, 2012).

Uma de suas propriedades mais importantes é a capacidade de formar géis na presença de cátions adequados. Para a formação de um gel, o alginato deve apresentar em sua estrutura um número suficiente de monômeros gulurônicos dispostos em série. São essas unidades que reagem com o cálcio, acomodando no interior de suas cadeias de blocos G estes íons de cálcio, gerando uma estrutura conhecida como “egg-box”, conforme proposto por Grant em 1973 (BRESSEL, 2007).

Em síntese, o mecanismo de formação do gel baseia-se nas reações intra e intermoleculares do cátion cálcio com as moléculas de alginato, nas quais são formadas ligações cruzadas entre os grupos

carboxila e os íons de cálcio, que também interagem com os átomos de oxigênio presente nos grupos hidroxilas (SANTOS, 2012).

1.1.6 *Justificativa*

Esta pesquisa é importante para reduzirmos a dependência do uso de cistos de *Artemia* sp. na alimentação de larvas de peixes neotropicais em sua fase de transição alimentar. Para isto, a escolha de uma dieta a ser ofertada em conjunto ou separadamente do alimento vivo é importante.

A utilização de microdietas elaboradas a partir de farinha de salmão ainda é pouco experimentada em larvas de peixes da região Sul do Brasil. Estudos recentes mostram que coalimentar as larvas de peixes com o alimento vivo (náuplio de *Artemia* sp.) e dieta inerte microencapsulada, proporcionam uma maior absorção dos nutrientes no sistema digestório das larvas, melhorando o seu ganho de peso e crescimento.

Adicionalmente, as microdietas podem ser utilizadas para introduzir substâncias adicionais que poderão proporcionar um melhor desempenho dos animais, tais como fármacos, prebióticos e probióticos.

Neste trabalho o jundiá foi utilizado como espécie modelo para testar o uso desse tipo de dieta como primeiro alimento na larvicultura.

1.2 **OBJETIVOS**

2.2.1 *Objetivo Geral*

Contribuir para o melhoramento de estratégias alimentares no cultivo de larvas de jundiá (*R. quelen*) utilizando a inclusão de dietas microencapsuladas de farinha de Salmão.

2.2.2 *Objetivos Específicos*

1. Avaliar o crescimento e o ganho de peso de larvas de jundiá alimentadas com dieta microencapsulada de farinha de salmão (MFS) por um período de sete dias.
2. Estimar as vantagens de combinar a alimentação feita com náuplios de *Artemia* sp. com a inclusão de MFS para as larvas de jundiá.
3. Acompanhar a ingestão diária das microcápsulas pelas larvas de jundiá ao longo do período experimental.

2 ARTIGO I. Crescimento de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard, 1824) alimentadas com microencapsulado de farinha de salmão.

O artigo será enviado para publicação no periódico do Boletim do Instituto de Pesca, tendo sido redigido segundo normas da referida revista científica. Conceito B2 no qualis da Capes, área zootecnia e recursos pesqueiros.

CRESCIMENTO DE LARVAS DE JUNDIÁ (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard, 1824) ALIMENTADAS COM MICROENCAPSULADO DE FARINHA DE SALMÃO.

Arthur Murilo da Silva Sousa BRUNO, Giuliano Palemão Carlos Maia HUERGO, Diogo Bessa Neves SPANGHERO, Evoy ZANIBONI-FILHO

Universidade Federal de Santa Catarina, Departamento de Aquicultura - Rodovia Francisco Thomaz Dos Santos, 3532 Armação do Pântano do Sul Florianópolis, Santa Catarina, Brasil.

*arthurmurilo@gmail.com

RESUMO

O objetivo do presente trabalho é avaliar a taxa de crescimento, o ganho de peso e a sobrevivência de larvas de jundiá alimentadas ao tradicional uso de náuplio de *Artemia* sp. e coalimentá-las com microencapsulado de farinha de salmão de modo isolado, combinado ou alternadamente. As unidades experimentais foram compostas por 21 recipientes plásticos e volume útil de 10 litros. A densidade foi de 20 larvas/L, totalizando 200 larvas por unidade experimental. O trabalho foi dividido em dois experimentos conduzidos simultaneamente. O experimento 1 teve duração de 72 horas e o delineamento experimental foi inteiramente casualizado com dois tratamentos e três repetições: tratamento “a” (Ta) alimentados com MFS e tratamento “b” (Tb), alimentados com náuplios de *Artemia* sp. O experimento 2 teve duração de 168 horas e o delineamento experimental foi inteiramente casualizado com cinco tratamentos e três repetições: fornecimento contínuo de microencapsulado de alginato de sódio (MAS); fornecimento contínuo de microencapsulado de farinha de salmão (MFS); fornecimento de MFS nas primeiras 72h e posterior substituição por náuplios de *Artemia* sp. (MFS→ART); fornecimento contínuo de náuplios de *Artemia* sp. (ART); fornecimento contínuo de MFS e de náuplios de *Artemia* sp. (MFS+ART). As Larvas alimentadas com MFS (Ta) apresentaram redução no peso e no comprimento ($p<0,05$), quando comparadas com aquelas alimentadas com ART (Tb). O microencapsulado (MFS), embora possua um alto nível proteico, não foi suficiente para que isoladamente promovesse um bom desenvolvimento das larvas. Aparentemente, as larvas perdem o interesse pela dieta MFS a partir do quarto dia de alimentação exógena. Em contrapartida a combinação de MFS + ART ofertada por sete dias apresentou os melhores resultados com peso médio de 14 mg e comprimento de 10,1 mm. Os resultados desse estudo abrem novas perspectivas para pesquisas futuras sobre a adequação nutricional das microdietas para larvas de peixes.

Palavras-chave: aquicultura, microdieta, dieta inerte, ganho de peso, coalimentação.

ABSTRACT

The objective of this study is evaluate the rate of growth, weight gain and survival of silver catfish larvae fed the traditional use of nauplius of *Artemia* sp. and co-feeding with salmon flour microencapsulated in isolation, combined or alternately. The experimental units were composed of 21 plastic containers and useful volume of 10 liters. The density was 20 larvae / L, a total of 200 larvae each. The work was divided into two experiments conducted simultaneously. Experiment 1 lasted 72 hours and the experimental design was completely randomized with two treatments and three repetitions: treatment "a" (Ta) fed MFS and treatment "b" (Tb) fed *Artemia* sp. The experiment 2 lasted 168 hours and the experimental design was completely randomized with five treatments and three repetitions: continuous supply of microencapsulated sodium alginate (MAS); continuous supply of salmon flour microencapsulated (SFM); supply of SFM in the first 72 hours and subsequent replacement by *Artemia* sp. (MFS → ART); continuous supply of *Artemia* sp. (ART); continuous supply of MFS and *Artemia* sp. (MFS + ART). The larvae fed with SFM (Ta) showed reduction in weight and length ($p < 0.05$) when compared with those fed with ART (Tb). The microencapsulated (MFS), has a high protein level but was not enough that alone promote good development of the larvae. Apparently, the larvae lose interest in MFS diet from the fourth day feeding period. In contrast the combination of MFS + ART offered for seven days showed the best results with an average weight of 14 mg and length of 10.1 mm. The study results open new perspectives for future research on the nutritional adequacy of microdiets for fish larvae.

Keywords: aquaculture, microdieta, inert diet, weight gain, co-feeding.

1 INTRODUÇÃO

O jundiá (*Rhamdia quelen*) é um peixe neotropical encontrado desde o sudeste do México até a região central da Argentina (BALDISSEROTTO e RADÜNZ NETO, 2005). Possui características favoráveis para piscicultura (DIEMER *et al.*, 2011), principalmente devido à sua resistência ao manejo e as temperaturas baixas, além do crescimento acelerado, boa conversão alimentar e carne saborosa (FEIDEN *et al.*, 2006; CANTON *et al.*, 2007). A temperatura de

conforto térmico da espécie varia entre 18 e 20 °C (BALDISSEROTTO, 2002).

Na última década, a aquicultura brasileira apresentou crescimento considerável. No entanto, apesar do elevado desenvolvimento, alguns fatores ainda impedem um maior aproveitamento desse setor, sendo que a produção de larvas é um dos entraves para o incremento da piscicultura brasileira (LUZ e ZANIBONI-FILHO, 2001). Entre os fatores que influenciam na larvicultura, a alimentação é considerada como um dos mais importantes, atuando diretamente sobre o desempenho, a sobrevivência e o crescimento dos peixes. A alimentação deficiente é uma das principais causas de mortalidade e de canibalismo na fase larval dos peixes. Uma alternativa para minimizar esse problema é o fornecimento de alimento apropriado para cada espécie de peixe.

Atualmente, o uso da *Artemia* sp. como alimento na larvicultura de peixes tem se destacado pela fácil produção laboratorial e método de cultivo conhecido, podendo ser uma alternativa viável quando se considera o seu alto valor proteico (SILVA e MENDES, 2006) e elevada digestibilidade. No entanto, essa alternativa de alimento apresenta alto custo de produção. Uma dieta formulada, capaz de suprir as necessidades de crescimento e desenvolvimento das larvas de peixes na primeira alimentação, busca reduzir ao mínimo a dependência do uso desse alimento vivo (YÚFERA *et al.*, 2005).

A maior parte das dietas para larvas de peixes é constituída por componentes dietéticos insolúveis que são unidos por ligantes insolúveis; entretanto, larvas de peixes no início do seu desenvolvimento requerem dietas com proteínas solúveis, peptídeos de baixo peso molecular e aminoácidos que são mais facilmente digeridos e absorvidos do que as proteínas complexas (CAHU e ZAMBONINO-INFANTE, 2001; CONCEIÇÃO *et al.*, 2011). Dessa forma, o grande desafio tecnológico do desenvolvimento da dieta para larvas de peixes é produzir uma microdieta capaz de reter compostos de baixo peso molecular e nutrientes solúveis em água, e ainda, fornecê-los às larvas em um veículo digestível (YÚFERA *et al.*, 2009). A técnica de microencapsulação pode se enquadrar nesses requisitos e assim exercer um importante papel na solução deste desafio. A indústria aquícola tem investido na busca de novas tecnologias para a produção de microdietas mais estáveis, com ênfase no uso do processo de microencapsulação (MENOSSI, 2012).

A microencapsulação pode ser obtida através da gelificação interna com alginato, a qual resulta em partículas mais adequadas ao uso

em aquicultura por se tratar de uma técnica de baixo custo e sem o uso de solventes tóxicos (PONCELET *et al.*, 1992). As microesferas de alginato atuam como matrizes transportadoras biológicas, uma tecnologia simples e que vem sendo utilizada em diversos ramos de pesquisas industriais (SILVA, 2003). Para a aquicultura, as partículas de alginato não apresentam nenhuma restrição ao serem inseridas na dieta para larvas de peixe (YÚFERA *et al.*, 2005).

Considerando a dificuldade em obter bons índices de sobrevivência e crescimento na fase inicial de larvicultura de peixes, o presente estudo objetiva avaliar a taxa de crescimento, o ganho de peso e a sobrevivência de larvas de jundiá alimentadas ao tradicional uso de náuplio de *Artemia* sp. e coalimentá-las com microencapsulado de farinha de salmão (MFS) de modo isolado, combinado ou alternadamente.

2 MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado no Laboratório de Biologia e Cultivo de Peixes de Água Doce – Lapad (27°43'45,1"S 48°30'32,0"W), vinculado a Universidade Federal de Santa Catarina, Brasil.

2.1 *Farinha de salmão comercial.*

A farinha de salmão usada nos experimentos foi triturada em Moinho Analítico IKA® – Modelo A11 Basic e peneirada em malha de 600µm. Numa quantia de 100g da farinha peneirada foi adicionada 400 ml de água destilada e misturados em processador de alimentos (Mondial 435W, 1560 RPM). Este produto misturado foi deixado por cinco minutos em repouso dentro de um béquer de 1L para que as partículas maiores decantassem. Em seguida, todo o líquido em suspensão foi aspirado e acondicionado em tubos Falcon 50 ml e centrifugados por uma hora a 3250 RPM (centrifuga SISLAB® – basic). Ao final, o material sólido decantado foi colhido e acondicionado em freezer (-18 °C).

2.2 *Preparação do Microencapsulado de Farinha de Salmão (MFS) e Microencapsulado de Alginato de Sódio (MAS).*

O MFS foi obtido a partir da adaptação dos protocolos descritos por PONCELET *et al.* (1992) e YÚFERA *et al.* (2005). Neste trabalho

foi alterado apenas o tempo de preparo entre a adição dos ingredientes na mistura.

Uma mistura (M1) contendo 40 g de solução de alginato de sódio (1,5%), 40 g de farinha de Salmão, 0,6 g de premix macro mineral, 0,6 g de premix micro mineral, 0,6 g de glicina e 1,0 ml de corante alimentício azul, foi homogeneizada em um processador de alimentos (Mondial 435 W de 1560 RMP, com emulsificador) durante 2 min.

Em seguida foi adicionada uma parte de solução de citrato de cálcio (20%) (4,21 ml) para 19 partes da mistura M1 (80 ml), e mantidas em rotação por mais um minuto, originando a mistura M2. A separação das microcápsulas ocorreu com a adição de seis partes de óleo de soja (480 ml) para uma parte da mistura M2 (80 ml) sob uma rotação contínua por 10 minutos. Depois disso foi adicionada a mistura M2 uma solução contendo 2 ml de ácido acético em 30 ml de óleo de soja, a qual foi rotacionada por mais cinco minutos, quando foi adicionada uma solução de 480 ml de CaCl_2 50 μM para promover a gelificação das microcápsulas.

Após a adição da solução de CaCl_2 , toda a mistura foi então rotacionada por mais 20s. Ao cessar a rotação as microcápsulas foram peneiradas em malha de 600 μm , para retenção de partículas desuniformes que foram descartadas. A porção que passou pela peneira foi recolhida e decantada durante 10 minutos, sendo em seguida retiradas e lavadas com 1,0 L de água destilada.

O tamanho da malha de 600 μm foi selecionado para que as partículas que atravessassem essa malha apresentassem tamanho médio semelhante ao da fase instar I da *Artemia* sp. (VAN STAPPEN, 1996).

As MAS foram produzidas seguindo o mesmo procedimento descrito acima. Porém, os únicos ingredientes utilizados da mistura M1 foram: 40 g de solução de alginato de sódio (1,5%) e 1,0 ml de corante alimentício azul.

2.3 *Análise física e bromatológica do MFS e análise bromatológica do MAS.*

Para a análise física do MFS foi coletado 500 μl (0,5 ml) da suspensão das microcápsulas e colocada em tubos de Falcon com 30 ml de água destilada. Uma alíquota de 50 μl foi recolhida desse tubo e disposta em lâmina de vidro, em seguida foi levada ao microscópio (Leica, 40x) acoplado a um computador com o software LAZ EZ 3000 para a captura e análise das imagens. Esse procedimento foi repetido até

que o número de partículas avaliadas atingisse o número amostral de 1500 microcápsulas.

As imagens foram transformadas para o formato oito bits e coloração preto e branco através do programa computacional ImageJ 1.47. Essas imagens foram editadas em conjunto com as imagens originais no programa computacional GIMP 2.8, com o intuito de retirar de forma manual as esferas que se encontravam em contato umas com as outras e assim dificultando a mensuração.

Após a edição, as imagens foram analisadas pela ferramenta “Analyse Particles” do programa computacional ImageJ 1.47, que permitiu o cálculo dos seguintes parâmetros físicos das microcápsulas: área da seção transversal (μm^2) e esfericidade (diâmetro do eixo maior/diâmetro do eixo menor). A esfericidade varia entre os valores 0,0 a 1,0, sendo que o valor de 1,0 é obtido quando a imagem apresenta uma esfera perfeita (SANTOS, 2012). Também foram obtidas as medidas da área máxima, mínima e média da seção transversal (μm^2).

Foi realizada a análise bromatológica do MFS e do MAS para determinar a composição das partículas, obtendo os teores da proteína bruta (PB), matéria seca (MS), extrato etéreo (EE) e cinzas (CZ), seguindo a metodologia padronizada pela AOAC (2000). As análises foram realizadas em laboratório de nutrição animal.

2.4 *Material Biológico*

Larvas:

As larvas utilizadas foram obtidas a partir de reprodução induzida, utilizando-se os protocolos descritos em ZANIBONI-FILHO e BARBOSA (1996). Os ovócitos fecundados foram incubados em incubadoras cilindro-cônicas de 240 L, mantidos em fluxo constante de água e em fotoperíodo de 12 h luz:12 h escuro (com luz artificial). Após a eclosão, as larvas foram continuamente observadas em microscópio estereoscópico até que a abertura da boca fosse registrada. Após a abertura da boca (cerca de 53 horas após a fertilização) as larvas foram transferidas para as unidades experimentais e iniciada a alimentação de acordo com o desenho experimental. As larvas utilizadas nos experimentos foram provenientes da mesma desova. Uma amostra contendo 30 larvas foi utilizada para realização da biometria inicial, utilizando balança analítica (SHIMADZU, modelo AY 220, precisão 0,0001 g) e medidas com auxílio de um paquímetro digital (mm).

Náuplios de *Artemia* sp.:

Os náuplios de *Artemia* sp. foram eclodidos diariamente com protocolos descritos por ARANA (1999). Uma amostra dos náuplios utilizados na alimentação foi submetida à análise bromatológica para determinação da composição (proteína bruta, matéria seca, extrato etéreo e cinzas), seguindo metodologia recomendada pela AOAC (2000).

2.5 Delineamento e rotina experimental

Experimento 01:

Esse experimento foi realizado com base em testes preliminares que indicaram que as larvas de jundiá apresentaram uma boa aceitação das microcápsulas até o terceiro dia após a abertura da boca. Este experimento foi elaborado para avaliar se em três dias o comprimento, o peso e a sobrevivência seriam diferentes entre os tratamentos.

As unidades experimentais foram compostas de seis caixas plásticas de coloração branca, formato retangular, volume útil de 10L, munidos de aeração constante e recobertos com lona preta para cobrir 80% da superfície da caixa plástica, bloqueando parcialmente a entrada de luz. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com dois tratamentos e três repetições: tratamento “a” (Ta) consistindo na oferta de MFS; tratamento “b” (Tb) fornecimento de náuplios recém eclodidos de *Artemia* sp. A quantidade de microencapsulado ofertada foi de 80% da biomassa inicial das larvas e mantida constante até o fim do experimento (cerca de 0,25g), enquanto o Tb recebeu o equivalente a 400 náuplios/larva de jundiá/dia. As duas dietas foram divididas e ofertadas ao longo do dia (08:00h, 11:00h, 13:00h, 17:00h, 20:00h). O experimento foi conduzido por 72 horas e iniciado imediatamente após a abertura da boca das larvas. A densidade utilizada na caixa foi de 20 larvas/L, totalizando 200 larvas por unidade experimental. As unidades experimentais foram sifonadas todos os dias no período da manhã, com retirada de 40% de água e reposição imediata. Além do sifonamento as caixas foram interligadas em um sistema de recirculação de água para renovação da mesma (a cada 2h:30min foi renovado 98% do volume da unidade, sendo renovada 9,5 vezes ao dia) . Os parâmetros físico-químicos da água foram mensurados diariamente, (08:00h e 17:30h) com auxílio de Multiparâmetro HANNA – HI 9828, obtendo os valores de temperatura (°C), pH, oxigênio dissolvido (mg.L⁻¹), condutividade

elétrica ($\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) e salinidade (ppt). A cada dois dias foi mensurada a concentração de amônia ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$), nitrito ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$) e nitrato ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$) pelo método fotocolorímetro (AT 10P). Ao término do período experimental, trinta larvas de cada unidade experimental foram pesadas em balança analítica (SHIMADZU, modelo AY 220, precisão 0,0001 g) e medidas com auxílio de um paquímetro digital (mm).

Experimento 2:

Nesse experimento as unidades experimentais foram compostas de 15 caixas plásticas de coloração branca, formato retangular, volume útil de 10L, munidos de aeração constante e com uma lona preta cobrindo 80% da superfície. O experimento foi conduzido por 168 horas, tendo início imediatamente após a abertura da boca das larvas. O delineamento experimental foi inteiramente casualizado com cinco tratamentos e três repetições, sendo eles: MAS – fornecimento contínuo de microencapsulado de alginato de sódio; MFS: fornecimento contínuo de microencapsulado de farinha de salmão; MFS→ART: fornecimento de MFS nas primeiras 72h e posterior substituição por náuplios de *Artemia* sp.; ART: fornecimento contínuo de náuplios de *Artemia* sp. e MFS+ART: fornecimento contínuo de MFS e de náuplios de *Artemia* sp.

Nos tratamentos alimentados com náuplios de *Artemia* sp. foi fornecido diariamente o equivalente a 400 náuplios/larva de jundiá/dia nos primeiros cinco dias de experimento, a partir deste foram ofertados 600 náuplios/larva de jundiá/dia até o fim do experimento. Naqueles tratamentos que receberam o microencapsulado (MFS ou MAS), a quantidade de alimento ofertado foi de 80% da biomassa inicial das larvas e mantida constante até o fim do experimento (cerca de 0,25g). As duas dietas foram divididas em partes iguais e ofertadas ao longo do dia (08:00h, 11:00h, 13:00h, 17:00h, 20:00h). Foram estocadas 20 larvas/L, totalizando 200 larvas por unidade experimental. As unidades experimentais foram sifonadas todos os dias no período da manhã, com retirada de 40% de água e reposição imediata. Além do sifonamento as caixas foram interligadas em um sistema de recirculação de água com taxa de renovação equivalente a 9,5 vezes ao dia. Os parâmetros físico-químicos da água foram mensurados diariamente, (08:00h e 17:30h) com auxílio de sonda multiparâmetro HANNA – HI 9828, obtendo os valores de temperatura ($^{\circ}\text{C}$), pH, oxigênio dissolvido ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$), condutividade elétrica ($\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$) e salinidade (ppt). A cada dois dias foi mensurada a concentração de amônia ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$), nitrito ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$), e nitrato

(mg.L^{-1}) pelo método fotocolorímetro (AT 10P). Ao término do período experimental, um total de trinta larvas de cada unidade experimental foram individualmente pesadas em balança analítica (SHIMADZU, modelo AY 220, precisão 0,0001 g) e medidas com auxílio de um paquímetro digital (mm).

2.6 *Observação do Consumo do MFS.*

Para avaliar o consumo do MFS ao longo do período experimental, foram adicionadas duas unidades experimentais extras que correspondiam aos tratamentos MFS e MFS+NA. Dessas unidades extras, a cada dia, foram retiradas duas larvas de jundiá para posterior avaliação da ingestão do alimento. A análise foi realizada pela avaliação direta da larva em microscópio esterioscópico. A ingestão era confirmada quando o MFS que apresentava coloração azul era visível no ventre da larva. Cada larva foi fotografada e as imagens capturadas por meio de uma Câmera Leica DM 3000 Led acoplada a um microscópio (Leica) e ao Software Leica LAS EZ.

2.7 *Análise do desempenho zootécnico*

Ao final de cada experimento foram realizadas as medidas individuais de peso (g) e comprimento total (mm) de 30 larvas por unidade experimental. Foi avaliado o comprimento final médio (mm), o peso final médio (g), sobrevivência (%), além de estimar a biomassa final média (g) (número de sobreviventes * peso final médio).

A normalidade dos dados foi inferida pelo teste de Kolmogorov Smirnov e a homocedasticidade das variâncias pelo teste de Brown Forsythe. No experimento 1 as médias entre os tratamentos foram comparadas pelo teste *t* de student. No experimento 2 as variâncias foram analisadas pela ANOVA e as médias pelo teste de Tukey. Para o microencapsulado foi realizada uma distribuição de frequência da área da seção transversal e uma análise de dispersão entre essa e a esfericidade das microcápsulas. Todas as análises estatísticas foram realizadas considerando $p=0,05$ e processadas através dos pacotes computacionais Statistica 7.0 e Assisat 4.0b.

3 RESULTADOS

3.1 *Qualidade da água.*

Os parâmetros físico-químicos da água durante os experimentos permaneceram em níveis adequados para a espécie (GOMES *et al.*, 2000; GRAEF *et al.*, 2007; MIRON *et al.*, 2011; REIS *et al.*, 2011). Houve semelhança na qualidade de água entre as unidades do experimento 1 ($p > 0,05$) com valores médios de temperatura ($25,52 \pm 0,20$ °C), oxigênio dissolvido ($6,34 \pm 0,33$ mg/L⁻¹), salinidade ($0,13 \pm 0,01$ ppt) e condutividade ($280,31 \pm 3,11$ μS.cm⁻¹). Contudo, nesse experimento os valores médios de pH apresentaram diferença significativa ($p < 0,05$) entre os tratamentos Ta ($7,98 \pm 0,01$) e Tb ($8,00 \pm 0,01$).

Não houve diferença significativa nos resultados de qualidade de água do experimento 2 ($p > 0,05$). As médias e os respectivos desvios padrão foram: temperatura ($25,44 \pm 0,28$ °C), oxigênio dissolvido ($6,29 \pm 0,21$ mg/L⁻¹), pH ($8,00 \pm 0,12$), salinidade ($0,13 \pm 0,04$ ppt), condutividade ($276,45 \pm 8,50$ μS.cm⁻¹), amônia ($0,05 \pm 0,08$ mg/L⁻¹), nitrito ($0,05 \pm 0,02$ mg/L⁻¹) e nitrato ($0,04 \pm 0,06$ mg/L⁻¹).

3.2 *Análise física e bromatológica do MFS e bromatológica do MAS e da Artemia sp.*

As partículas do microencapsulado de farinha de salmão (MFS) apresentaram uma área média da seção transversal de 58.920 ± 77.859 μm². Um total de 53,36% das partículas do MFS apresentou uma área de seção transversal inferior a 30.000 μm² (Figura 1).

Na figura 2 pode ser observada a dispersão entre a área da seção transversal e a esfericidade do MFS.

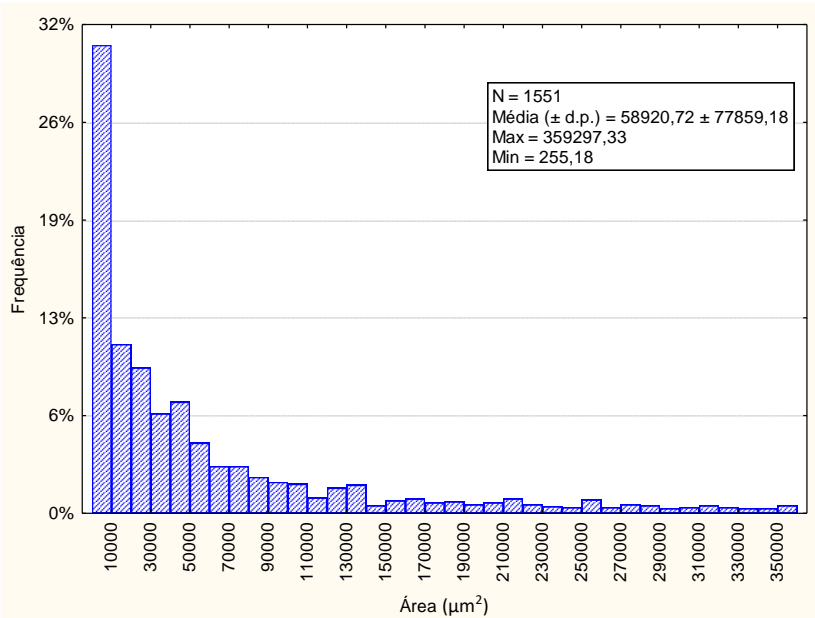


Figura 1 – Distribuição de frequência da área da seção transversal das partículas de microcápsulas contendo farinha de peixe.

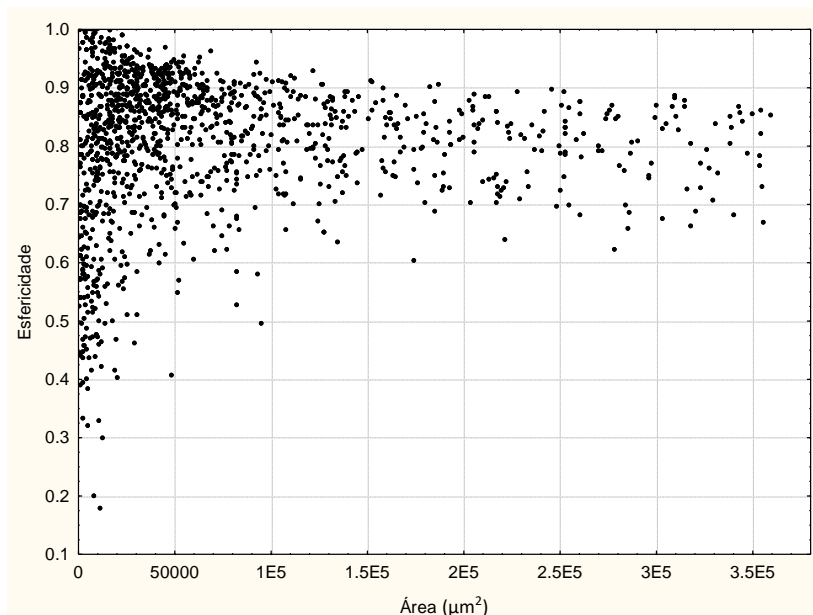


Figura 2 – Dispersão entre a área da seção transversal e a esfericidade das partículas de microcápsulas contendo farinha de peixe.

Os resultados da análise bromatológica do MFS, MAS e *Artemia* sp. podem ser observados na tabela I.

Tabela I. Valores da análise bromatológica apresentada como matéria seca do MFS, MAS e *Artemia* sp.

Dieta	Umidade (%)	PB (%)	EE (%)	CZ (%)
MFS	21,57	69,2	9,66	28,24
MAS	82,61	1,18	0,77	18,34
<i>Artemia</i> sp.	19,01	54,73	14,11	8,13

PB = proteína bruta (%); EE = extrato etéreo (%) e CZ = cinzas (%).

3.3 Experimento 1.

As larvas de jundiá alimentadas com náuplios de artêmia apresentaram melhores valores de peso e comprimento final ($p < 0,05$), com valores de $4,2 \pm 0,7$ mg e $7,94 \pm 0,27$ mm, respectivamente (Figura 3). Os valores apresentados pelas larvas alimentadas com MFS foram de $1,60 \pm 0,26$ mg de peso e comprimento final de $5,32 \pm 0,23$ mm. Apesar do desempenho de crescimento inferior, as larvas alimentadas com MFS apresentaram taxa de sobrevivência semelhante ($93,33 \pm 2,08\%$) ($p > 0,05$) com aquelas alimentadas com náuplios de artêmia ($82,66 \pm 13,19\%$).

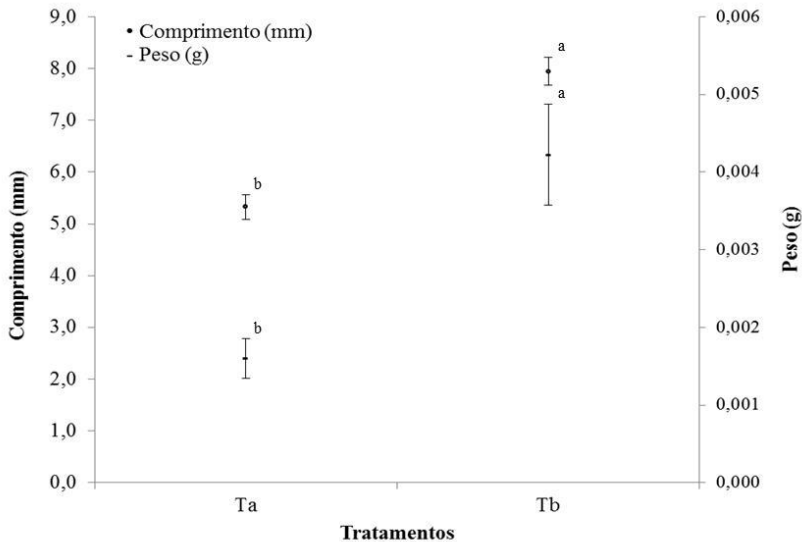


Figura 3 – Valores médios e desvio padrão do comprimento e peso final das larvas alimentadas com MFS (Ta) e náuplios de artêmia (Tb). Letras diferentes indicam diferença significativa ($p < 0,05$).

3.4 Experimento 2.

As larvas alimentadas exclusivamente com dieta microencapsulada (MFS ou MAS) apresentaram os menores valores de crescimento em comprimento e em peso (Figura 4), além de valores inferiores de sobrevivência, o que resultou numa menor produção de

biomassa final (Figura 5) em relação aos demais tratamentos alimentares ($p<0,05$).

Os valores de sobrevivência foram maiores quando as larvas foram alimentadas com náuplios de artêmia ($p<0,05$), independente se utilizada isoladamente, de forma simultânea ou alternada com o microencapsulado (MFS). Apesar disso, os melhores resultados de peso médio final das larvas e de biomassa total produzida foram superiores quando houve coalimentação durante todo o período de larvicultura (MFS+ART) ($p<0,05$) (Figura 5).

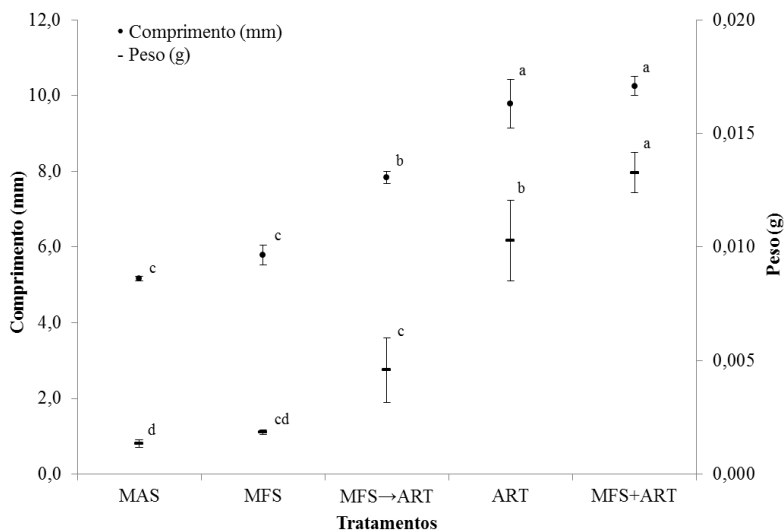


Figura 4 – Valores médios e desvio padrão do comprimento e peso final das larvas alimentadas por 168 horas com microencapsulado de Alginato de Sódio (MAS), microencapsulado de farinha de salmão (MFS), MFS por 72h e depois náuplios de *Artemia* sp. por 96h (MFS→ART), náuplios de *Artemia* sp. por 168 horas (ART), e alimentados simultaneamente com MFS e náuplios de *Artemia* sp.(MFS+ART) durante todo o período. Letras diferentes indicam diferença significativa ($p<0,05$).

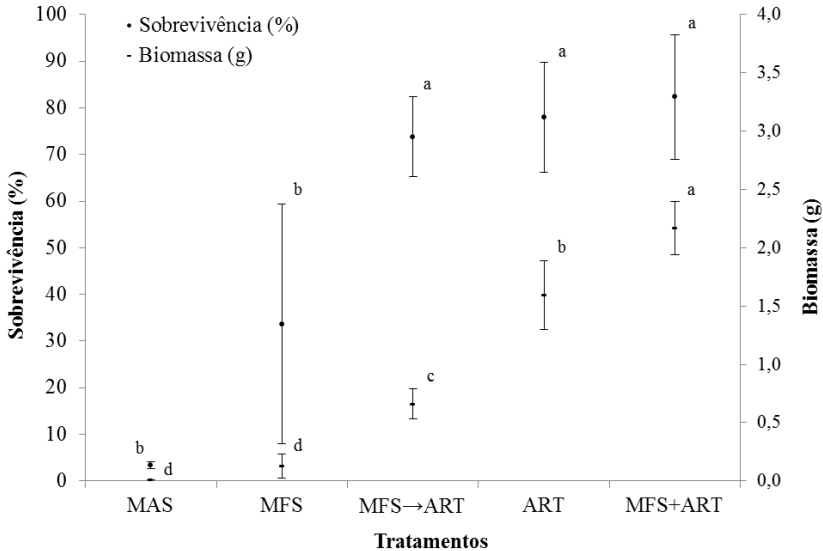


Figura 5- Valores médios e desvio padrão do comprimento e peso final das larvas alimentadas por 168 horas com microencapsulado de Alginato de Sódio (MAS), microencapsulado de farinha de salmão (MFS), MFS por 72h e depois náuplios de *Artemia* sp. por 96h (MFS→ART), náuplios de *Artemia* sp. por 168 horas (ART), e alimentados simultaneamente com MFS e náuplios de *Artemia* sp.(MFS+ART) durante todo o período. Letras diferentes indicam diferença significativa ($p < 0,05$).

O tratamento alimentado apenas com MAS apresentou os piores índices de crescimento, ganho de peso e sobrevivência, a mortalidade deu-se início a partir do segundo dia do experimento. Isto em decorrência do baixo teor nutritivo dessa dieta.

A diferença na sobrevivência entre as unidades do tratamento MFS foi o causador do aumento do desvio padrão como mostra a figura 5.

A transição alimentar do tratamento MFS→ART não apresentou bons resultados de comprimento e ganho de peso, quando comparamos com o tratamento que recebeu o alimento vivo por total período (ART) ou o que recebeu a coalimentação (MFS+ART). Neste tratamento apenas a sobrevivência não obteve diferença entre os tratamentos ($p > 0,05$).

A avaliação da ingestão de alimento pelas larvas alimentadas exclusivamente com MFS revelou que houve maior consumo do microencapsulado até o quarto dia de alimentação, quando houve uma nítida redução no consumo (Figura 6).

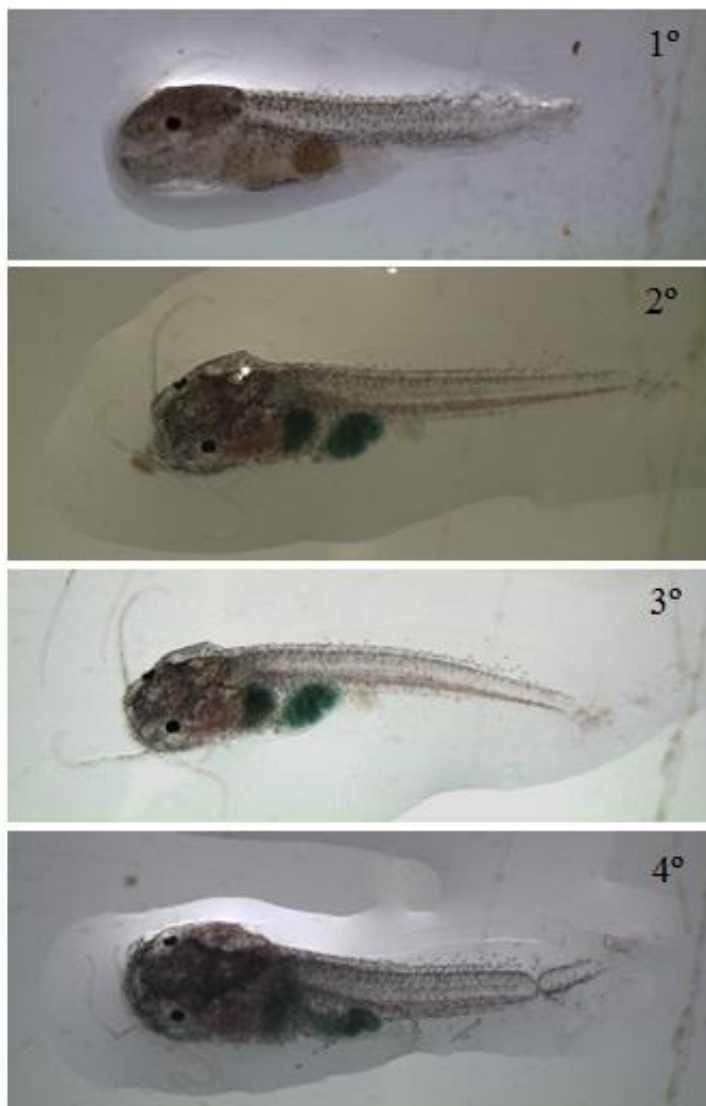




Figura 6 – Imagem diária das larvas alimentadas exclusivamente com MFS. A numeração indica o dia após o início da alimentação externa das larvas.

Uma comparação do tamanho das larvas e da quantidade de alimento ingerido no fim do experimento, como mostra a figura 7, evidencia a diferença de performance das larvas coalimentadas com MFS+ART e aquelas alimentadas exclusivamente com o MFS.

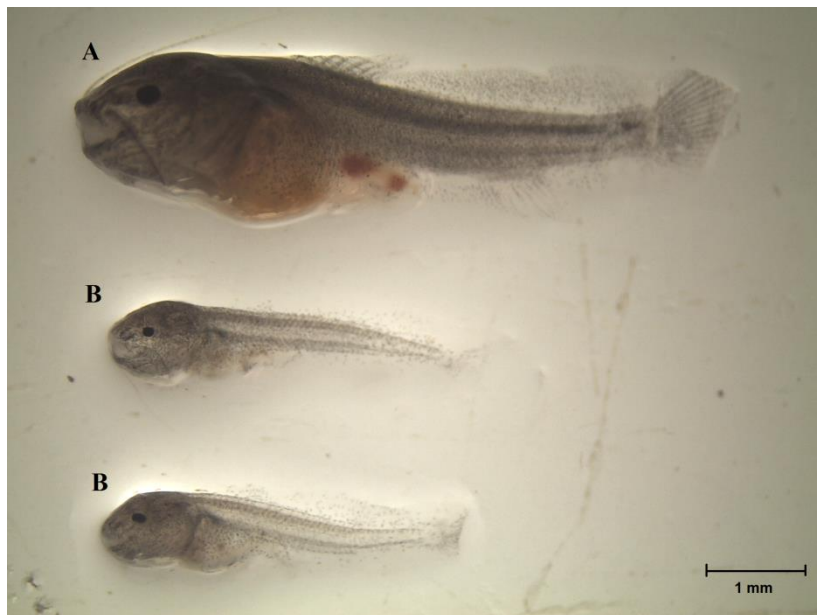


Figura 7. Visão geral das larvas de jundiá alimentadas por 168 horas pela combinação de MFS+ART (A) e das larvas alimentadas exclusivamente com MFS (B).

4 DISCUSSÃO

Nas espécies em que as primeiras fases larvais apresentam um tamanho de boca muito pequeno, a utilização de um alimento de tamanho adequado pode representar um aumento significativo na sobrevivência destas larvas, e conseqüentemente, no sucesso do cultivo. Estudos com larvas de olhete (*Seriola quinqueradiata*) mostraram diferentes respostas no crescimento quando rotíferos de tamanhos variados foram ofertados nos distintos estágios de desenvolvimento larval (HAGIWARA *et al.*, 2001), sugerindo que a utilização de um alimento de tamanho apropriado promove um cultivo mais eficiente. É o tamanho da abertura da boca que limita o tamanho da presa que pode ser ingerida (YÚFERA, 2011). E é provável que a falta de interesse pelo consumo e a baixa ingestão das larvas de jundiá pela dieta microencapsulada, observada após o quarto dia (confirmado quando o pigmento azul já não foi observado no abdômen das larvas), esteja relacionado ao reduzido tamanho das partículas do alimento, de modo

que, com o crescimento das larvas talvez houvesse a necessidade de aumentar a granulometria das partículas do microencapsulado.

De maneira geral, o tamanho ideal da partícula depende do estágio de desenvolvimento e da espécie em questão (FERNÁNDEZ-DÍAZ *et al.*, 1994). Geralmente microdietas utilizadas para larvas de peixes apresentam tamanho que varia entre 25 e 250 μm , fazendo com que haja uma alta relação superfície/volume dessas partículas tão pequenas, fato que invariavelmente resulta em altas taxas de troca entre os nutrientes das partículas e o meio aquático, o que favorece a rápida perda de compostos de baixo peso molecular e hidrossolúveis (LANGDON e BARROWS, 2011).

A oferta de alimento na forma microencapsulada é uma alternativa para reduzir essa perda, porém, na alimentação das larvas de jundiá, a dieta microencapsulada utilizada como única fonte de alimento não foi eficiente para sustentar a criação das larvas após o terceiro dia de cultivo, resultando em elevada mortalidade e reduzido crescimento nos dias seguintes do experimento.

Em testes realizados na alimentação de larvas de pacu (*Piaractus mesopotamicus*), tanto as dietas microencapsuladas produzidas por gelificação iônica externa (MUKAI-CORREA, 2005) quanto interna (MENOSSI *et al.*, 2012) não foram eficientes quando usadas como alimento exclusivo na fase de transição alimentar, tendo proporcionado baixas taxas de crescimento e de sobrevivência. Existem vários fatores que podem explicar o insucesso do uso de dietas formuladas para alimentar peixes durante as fases iniciais do desenvolvimento larval, sendo que LANGDON (2003) fez uma revisão detalhada destes fatores.

De acordo com o autor, o primeiro deles se refere ao sistema digestório das larvas, que geralmente não está totalmente desenvolvido nessa fase e pode não possuir enzimas digestivas suficientemente ativas para a digestão eficiente das dietas. O segundo motivo é que as larvas dependem da movimentação da presa ou de estímulos visuais para induzir o comportamento alimentar. Destaca ainda que o tamanho das partículas deve ser o suficiente para que as larvas possam detectá-las. Outro fator que tem sido destacado é a composição bioquímica da dieta, na qual os nutrientes podem estar ausentes ou presentes em quantidades ou razões subótimas, prejudicando assim o sucesso da larvicultura. Adicionalmente, pouco se sabe sobre as exigências nutricionais de larvas de peixes de água doce, dificultando ainda mais a definição da composição nutricional necessária para a alimentação das larvas (PORTELLA e DABROWSKI, 2008).

SILVEIRA (2013) em um estudo mais recente afirma no seu trabalho que a larva de jundiá tem um estômago funcional antes do fim de suas reservas vitelínicas e que são provavelmente capazes de digerir alimento inerte no início da alimentação exógena. Discordando de LANGDON (2003) ao qual afirma que a maioria das larvas de peixes não possui sistema digestório formado e não apresentam enzimas digestivas capazes de atuar na digestão.

Numa revisão sobre microdietas para larvas de peixes, HOLT *et al.* (2011) também discutiram algumas questões que resultou no baixo crescimento de larvas criadas em sistemas intensivos de produção. Para eles, muitas dessas questões estão relacionadas com a ingestão do alimento (disponibilidade, aparência, textura e a atratividade da partícula tanto a curta quanto a longa distância), digestão (metabolismo, digestão e assimilação) e suporte de nutrientes (reservas maternas, exigência em nutrientes, lixiviação e formulação). Algumas das questões citadas à cima foram levadas em consideração neste trabalho, por ser de fundamental importância no cultivo, dentre elas podemos citar: para favorecer a atratividade foi adicionado ao ingrediente a glicina e a farinha de peixe, na aparência foi utilizado um corante alimentício para destacar a visibilidade do alimento e quanto a disponibilidade foi ofertado uma quantidade de MFS superior a 80% da biomassa inicial das larvas.

O microencapsulado de farinha de salmão produzido apresentou um alto nível proteico (69,2%), porém não foi quantificado quanto dessa proteína foi assimilado pelas larvas. O valor nutricional de determinada proteína pode diferir substancialmente de acordo com a composição de aminoácidos (indispensáveis) e a digestibilidade (TIRAPÉGUI e ROGERO, 2007). A deficiência ou o desbalanceamento de aminoácidos e a relação entre os nutrientes das dietas podem ocasionar diminuição do crescimento e prejudicar o desenvolvimento dos peixes e principalmente das larvas (CAHU e ZAMBONINO-INFANTE, 2001; CONCEIÇÃO *et al.*, 2011; MENOSSI *et al.*, 2012). Ao que tudo indica, para ocorrer um aproveitamento mais adequado da dieta, devemos ofertar ao mesmo tempo o alimento vivo e o inerte, para que as larvas de jundiá tenham maior aproveitamento da dieta formulada.

As larvas de peixes possuem um enorme potencial de crescimento e exibem taxas de crescimento muito maiores que peixes nas fases juvenis e adultos. Entretanto, para que possam expressar todo seu potencial de crescimento, proteína de alta qualidade deve ser fornecida em quantidade suficiente (CONCEIÇÃO *et al.*, 2011).

Por outro lado, DIEMER *et al.* (2012) afirmaram que o uso de *Artemia* sp. na primeira alimentação é importante para o crescimento e a saúde das larvas de jundiá. Neste trabalho, nenhuma das duas dietas microencapsuladas oferecidas foi rejeitada pelas larvas de jundiá, mesmo quando essa dieta inerte foi ofertada como primeiro alimento. O tratamento MAS por não apresentar ingrediente proteico em sua composição, não desenvolveu bem as larvas e por isso o crescimento, o ganho de peso e a sobrevivência tiveram valores muito baixos, o que já era esperado.

MENOSSESI *et al.* (2012) compararam os efeitos de diferentes dietas e de estratégias de transição alimentar sobre o desempenho zootécnico e a morfologia do trato digestivo de larvas de pacu. Nesse trabalho, os autores observaram que os animais alimentados inicialmente com alimento vivo mostraram os melhores resultados de desempenho e sobrevivência, assim como uma aceleração na organogênese do sistema digestório, enquanto isso, aqueles alimentados exclusivamente com dieta inerte apresentaram os piores resultados de desempenho.

TESSER e PORTELLA (2006) verificaram que o estímulo químico dos náuplios de artêmia favorece o comportamento alimentar de larvas de pacu. Nessa fase, as larvas de pacu já apresentam epitélio olfatório diferenciado que lhes possibilitem perceber e identificar o alimento, além de nadadeiras peitorais diferenciadas e vesícula gasosa insuflada, que permitem perseguir e capturar o alimento (CLAVIJO-AYALA, 2008). Segundo KUROKAWA *et al.* (1998), a utilização de náuplios de artêmia durante a transição alimentar de larvas de peixes auxilia na digestão e na absorção de rações microencapsuladas, sugerindo que a composição bioquímica dos náuplios apresenta uma influência direta no processo de digestão e de absorção dos nutrientes pelas larvas. Essa sinergia obtida pela coalimentação também foi observada neste trabalho, quando as larvas de jundiá alimentadas com MFS+ART apresentaram os melhores resultados de desempenho.

YÚFERA *et al.* (1996) avaliaram desenvolvimento das larvas de *Sparus aurata* alimentadas com dietas microencapsuladas como única fonte de alimento desde o início da alimentação e observaram que estas larvas apresentaram forte degeneração do epitélio intestinal, fígado e pâncreas e que morreram depois de dois ou três dias após o início da alimentação. Nesse mesmo trabalho, verificaram ainda que as larvas criadas com uma dieta mista, composta da ração inerte e uma pequena quantidade de rotíferos (0,5 rotíferos mL⁻¹), mostraram desenvolvimento normal do epitélio intestinal. Neste trabalho com jundiá, numa análise

apenas macroscópica, não foi observada diferença no desenvolvimento do trato digestório das larvas de jundiás alimentadas exclusivamente com microencapsulado de farinha de salmão (MFS). Tendo como base a afirmação de SILVEIRA (2013), que a larva de jundiá aproveita dieta inerte mesmo estando com reservas vitelínicas, talvez a espécie tenha maior habilidade fisiológica para aproveitar esse alimento.

É possível identificar que a ausência do alimento vivo na alimentação de larvas, assim como a sua substituição abrupta ou em períodos muito curtos de sobreposição alimentar, pode resultar na redução da sobrevivência durante a larvicultura (LOMBARDI e GOMES, 2008; FOSSE *et al.*, 2013), enquanto que a utilização de alimentos vivos possibilitam melhores resultados de desempenho e sobrevivência das larvas de peixes (LUZ e ZANIBONI-FILHO, 2001; PRIETO *et al.*, 2006; ROCHA *et al.*, 2008).

A qualidade de uma proteína refere-se a sua capacidade de fornecer os aminoácidos necessários para o organismo, de modo que o fato de um determinado alimento ser uma fonte rica de proteínas não implica que seja suficiente para sustentar o crescimento ou mesmo a manutenção do organismo (TIRAPGUI e ROGERO, 2007). Neste trabalho, apesar do elevado teor proteico da dieta microencapsulada de farinha de salmão, parece que não foi suficiente para que isoladamente atendesse às exigências nutricionais das larvas de jundiá, ou ainda, que o reduzido tamanho das partículas dessa dieta foi adequado apenas para a alimentação das larvas nos primeiros dias de criação.

Por outro lado, a coalimentação proporcionou os melhores índices de crescimento e ganho de peso em comparação com os outros tratamentos deste estudo. Isto sugere que as larvas de jundiá necessitem de alimento vivo (náuplio de *Artemia* sp.) e inerte (MFS) desde a abertura da boca, para que possam expressar todo seu potencial biológico.

5 CONCLUSÃO

O microencapsulado de farinha de salmão (MFS) proporcionou melhores resultados de ganho de peso e biomassa quando coalimentado em conjunto com náuplios de *Artemia* sp. durante todo o período de cultivo. Porém, quando ofertado como única fonte de alimento não foi suficiente para proporcionar o máximo crescimento das larvas. Mesmo sendo um alimento inerte, foi possível observar a ingestão do microencapsulado pelas larvas de jundiá nos primeiros dias de vida. A observação dessa ingestão ativa dos microencapsulados pelas larvas de

jundiá abrem novas perspectivas para pesquisas futuras sobre a adequação nutricional das microdietas para que possam atender as exigências das larvas de peixes, principalmente com respeito à qualidade e disponibilidade de proteína. Adicionalmente, permite a utilização deste microencapsulado como veículo para inclusão de substâncias desejáveis, tais como probióticos, enzimas digestivas e fármacos.

6 AGRADECIMENTOS

Os autores agradecem a CAPES pelo apoio financeiro e pela bolsa de mestrado fornecida ao aluno Arthur Murilo da S. S. Bruno, ao Laboratório de Biologia e cultivo de peixes de Água Doce (Lapad) e ao Departamento de Aquicultura da Universidade Federal de Santa Catarina pelo suporte técnico e infraestrutura cedida.

7 REFERÊNCIAS

AOAC. 2000 *Official methods of analysis*. 17^aed. Association of Official Analytical Chemists, Gaithersburg, MD.

ARANA, L.V. 1999 *Manual de producción de Artemia (Quistes y Biomassa) em Módulos de Cultivo*. Universidad Autónoma metropolitana, Unidad Xocimilco, México, p. 47.

BALDISSEROTTO, B. 2002 *Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura*. Santa Maria: Editora da UFSM, p. 211.

BALDISSEROTTO, B. e RADÜNZ NETO, J. 2005 Jundiá (*Rhamdia quelen*). In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L.C. *Espécies nativas para piscicultura no Brasil*. Santa Maria: Editora UFSM, p. 303-325.

CAHU, C. e ZAMBONINO-INFANTE, J. 2001 Substitution of live food by formulated diets in marine fish larvae. *Aquaculture, Amsterdam*, 200(1-2): 161-180.

CANTON, R.; WEINGARTNER, M.; FRACALLOSSI, D.M.; FILHO, E.Z. 2007 Influência da frequência alimentar no desempenho de juvenis de jundiá. *Revista Brasileira de Zootecnia*, 36(4): 749-753.

CLAVIJO-AYALA, J.A. 2008 Ontogenia do sistema sensorial de pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) (Characidae: Serrasalminidae). Jaboticabal, São Paulo, Brasil. 53f. (Tese, Centro de

Aquicultura, Apta). Disponível em:
http://repositorio.unesp.br/bitstream/handle/11449/86695/clavijoayala_ja_me_jabo_prot.pdf?sequence=1&isAllowed=y.

CONCEIÇÃO, L.; ARAGÃO, C.; RONNESTAD, I. 2011 Proteins. In: HOLT, J.G. Larval Fish Nutrition. 1ª ed. West Sussex: Wiley-Blackwell. p. 83-116.

DIEMER, O.; BOSCOLO, W.R.; SIGNOR, A.A.; SARY, C.; NEU, D.H.; FEIDEN, A. 2011 Níveis de fósforo total na alimentação de juvenis de jundiá criados em tanques rede. *Pesquisa Agropecuária Tropical*, 41(4): 559-563.

DIEMER, O.; NEU, D.H.; SARY, C.; FINKLER, J.K.; BOSCOLO, W.R.; FEIDEN, A. 2012 *Artemia* sp. na alimentação de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*). *Ciência Animal Brasileira*, 12: 175-179.

FEIDEN, A.; HAYASHI, C.; BOSCOLO, W.R.; REIDEL, A. 2006 Desenvolvimento de larvas de *Steindachneridion* sp. em diferentes condições de refúgio e luminosidade. *Pesquisa agropecuária brasileira*, 41: 133-137.

FERNÁNDEZ-DÍAZ, C.; PASCUAL, E.; YÚFERA, M. 1994 Feeding behavior and prey size selection of gilthead seabream, *Sparus aurata*, larvae fed on inert and live food. *Marine Biology, Berlin*, 118(2): 323-328.

FOSSE, P.J.; MATTOS, D.C.; CARDOSO, L.D.; MOTTA, J.H.S.; JASPER, A.P.S.; RADAEL, M.C.; ANDRADE, D.R.; VIDAL-JÚNIOR, M.V. 2013 Estratégia de coalimentação na sobrevivência e no crescimento de larvas de *Betta splendens* durante a transição alimentar. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 65: 1801-1807.

GOMES, L.C.; GOLOMBIESKI, J.I.; GOMES, A.R.C.; BALDISSEROTTO, B. 2000 Biology of *Rhamdia quelen* (Teleostei, Pemelodidae). *Ciência Rural*, 30: 179-185.

GRAEF, A.; TOMAZON, A.F.; NAZARENO, P.E.; MARAFON, T. A. 2007 Influência da dureza e do pH no desenvolvimento do jundiá (*Rhamdia quelen*) na fase de fertilização até a produção de pós larvas. *REDVET*, 8: 339-347.

HAGIWARA, A.; GALLARDO, W.G.; ASSAVAAREE, M.; KOTANI, T.; DE ARAÚJO, A.B. 2001 Live food production in Japan: recent progress and future aspects. *Aquaculture, Amsterdam, 200*: 111–127.

HOLT, G.J.; WEBB, K.A.; RUST, M.B. 2011 Microparticulate diets: testing and evaluation success. In: HOLT, J. G. *Larval Fish Nutrition*. 1ª ed. West Sussex: Willey- Blackwell. p. 353-372.

KUROKAWA, T.; SHIRAIISHI, M.; SUZUKI, T. 1998 Quantification of exogenous protease derived from zooplankton in the intestine of Japanese sardine (*Sardinops melanotictus*) larvae. *Aquaculture, Amsterdam, Feb, 161*(1-4): 491-499.

LANGDON, C. 2003 Microparticle types for delivering nutrients to marine fish larvae. *Aquaculture, Amsterdam, 227*(1-4): 259-275.

LANGDON, C. e BARROWS, R. 2011 Microparticulate diets: technology. In: HOLT, J. G. *Larval Fish Nutrition*. 1ª ed. West Sussex: Willey-Blackwell. p. 335-351.

LUZ, R.K. e ZANIBONI-FILHO, E. 2001 Utilização de diferentes dietas na primeira alimentação do mandi-amarelo (*Pimelodus maculatus*, Lacépède). *Acta Scientiarum, 23*(2): 483-489.

LOMBARDI, D.C. e GOMES, L.C. 2008 Substituição de alimento vivo por alimento inerte na larvicultura intensiva do tambacu (*Colossoma macropomum* X *Piaractus mesopotamicus*). *Acta Scientiarum, Animal Science, 30*: 467-472.

MENOSSI, O.C.C.; TAKATA, R.; SÁNCHEZ-AMAYA, M.I.; FREITAS, M.; YÚFERA, M.; PORTELLA, M. C. 2012 Crescimento e estruturas do sistema digestório de larvas de pacu alimentadas com dieta microencapsulada produzida experimentalmente. *Revista Brasileira de Zootecnia, 41*(1): 1-10.

MIRON, D.S.; BECKER, A.G.; LORO, V.L.; BALDISSEROTTO, B. 2011 Waterborne ammonia and silver catfish, *Rhamdia quelen*: survival and growth. *Ciência Rural, 41*: 349-353.

MUKAI-CORREA, R.; PRATA, A.S.; Dutra, A.; GROSSO, C.C.R. F. 2005 Caracterização de microcápsulas contendo caseína e gordura

vegetal hidrogenada obtidas por geleificação iônica. *Brazilian Journal of Food Technology*, 8: 73-80.

PRIETO, M.J.; LOGATO, P.V.R.; MORAES, G.F.; OKAMURA, D.; ARAÚJO, F.G. 2006 Tipo de alimento, sobrevivência e desempenho inicial de pós-larvas de pacu (*Piaractus mesopotamicus*). *Ciência e Agrotecnologia*, 30: 1002-1007.

PORTELLA, M.C. e DABROWSKI, K. 2008 Diets, physiology, biochemistry and digestive tract development of freshwater fish larvae. In: CYRINO, J.E.P., BUREAU, D.P., KAPOOR, B.G. *Feeding and Digestive Functions of Fishes*. New Hampshire: Science Publishers, p. 227-279.

REIS, E.S.; FEIDEN, A.; SIGNOR, A.; ZAMINHAN, M.; FINKLER, J.K.; BOSCOLO, W.R. 2011 Suplementação de vitamina C na dieta para larvas de jundiá *Rhamdia voulezi*. *Ciência Animal Brasileira*, 12(1): 83-89.

ROCHA, A.F.; CARVALHO, C.V.A.; SAMPAIO, L.A. 2008 Produção de juvenis do linguado *Paralichthys orbignyanus*: efeito da duração do período de coalimentação durante o desmame. *Ciência Rural*, 38: 2334-2338.

SANTOS, R.S.B. 2012 Estudo dos fatores que influenciam os atributos de esferas de alginato. Aveiro, Portugal. 111f. (Dissertação de Mestrado: Departamento de Química, APTA). Disponível em: <https://ria.ua.pt/bitstream/10773/9335/1/253505.pdf>.

SILVA, A.P. e MENDES, P.P. 2006 Influência de duas dietas na qualidade de água dos tanques berçário, utilizados no cultivo de camarão marinho *Litopenaeus vannamei* (Boone, 1931). *Acta Scientiarum Animal Sciences*, 28(1): 105-111.

SILVA, C.; RIBEIRO, A.; FERREIRA, D.; VEIGA, F. 2003 Administração oral de peptídeos e proteínas: II. Aplicação de métodos de microencapsulação. *Revista Brasileira de Ciências Farmacêuticas*, 39(1): 1-20.

SILVEIRA, J.; SILVA, C.P.; CARGNIM-FERREIRA, E.; ALEXANDRE, D.; ELIAS, M.A.; FRACALOSSO, D.M. 2013 Freshwater catfish jundiá (*Rhamdia quelen*) larvae are prepared to digest

inert feed at the exogenous feeding onset: physiological and histological assessments. *Fish Physiol Biochem*, 39: 1581-1590.

TESSER, M.B.; FLORES-QUINTANA, C.I.; CARNEIRO, D.J.; PIZAURO, J.M.; PORTELLA, M.C. 2006 Suplementação de enzimas exógenas em dieta microparticulada para larvicultura do pacu. *Revista da Sociedade Brasileira de Zootecnia*, 35(6): 2211-2218.

TIRAPEGUI, J. e ROGERO, M.M. 2007 Metabolismo de proteínas. In: DE ANGELIS, R.C.; TIRAPEGUI, J. *Fisiologia da nutrição humana*. Aspectos básicos, aplicados e funcionais. Atheneu, Rio de Janeiro. p. 69-109.

PONCELET, D.; LENCKI, R.; BEAULIEU, C.; HALLE, J.P.; NEUFELD, R.J.; FOURNIER, A. 1992 Production of alginate beads by emulsification/internal gelation. I: methodology. *Appl. Microbiol. Biotechnol*, 38: 39 – 45.

VAN-STAPPEN, G. 1996 Manual on the production and use of life food for the aquaculture. FAO Fishery Technical Paper, nº361. Rome, FAO. In: LAVENS, P.; SORGELOOS P. *Artemia: Use of cysts*. p. 132-154.

YÚFERA, M.; SARASQUETE, M.C.; FERNÁNDEZ-DÍAZ, C. 1996 Testing protein-walled microcapsules for the rearing of first-feeding gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.) larvae. *Marine Freshwater Research*, 47: 211-216.

YÚFERA, M.; FERNÁNDEZ-DÍAS, C.; PASCUAL, E. 2005 Food microparticules for larval fish prepared by internal gelation. *Aquaculture*, 248: 253-262.

YÚFERA, M.; PORTELLA, M.C.; DRUST. S.; PONCELET, D. 2009 Microencapsulation and Aquaculture. *Aquaculture Europe*, 34(3): 18-20.

YÚFERA, M. 2011 Feeding behavior in larval fish. In: HOLT, J.G. *Larval Fish Nutrition*. West Sussex: Willey-Blackwell. p. 285-305.

ZANIBONI FILHO, E. e BARBOSA, N.D.C. 1996 Priming hormone administration to induce spawning of some Brazilian migratory fish. *Revista Brasileira de Biologia*, 56(4): 655-659.

3. REFERÊNCIAS DA INTRODUÇÃO

ADAMANTE, W.B., WEINGARTNER, M., NUÑER, A.P.O., 2007. Feed transition in larval rearing of bocudo, *Steindachneridion scripta* (Pisces, Pimelodidae), using *Artemia* sp. Nauplii and artificial diet. Arq. Bras. Med. Vet. Zootec., v.59, n.5, p.1294-1300.

BEHR, E.R. 2000. Ação do tempo e da forma de suplementação alimentar com *Artemia franciscana* sobre a sobrevivência e o crescimento de larvas de jundiá. Ciência Rural, Santa Maria, v.30, n.3, p.503-507.

BORGES, A., 2005. Valores hematológicos e bioquímicos séricos, efeitos de doses subletais da cipermetrina e características físico-químicas do sêmem do Jundiá *Rhamdia quelen*. Porto Alegre, 2005. 175 f. Tese (Doutorado em Ciências Biológicas) - Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

BRESSEL, T.A.B., 2007. Sistema gerador de microcápsulas de alginato [Tese de Doutorado] Porto Alegre: Universidade Federal do Rio Grande do Sul, Departamento de Genética e Biologia Molecular.

CAHU, C., ZAMBONINO-INFANTE, J., 2001. Substitution of live food by formulated diets in marine fish larvae. Aquaculture, Amsterdam, v. 200, n. 1-2, p. 161-180.

CARDOSO, A.P., 2004. Criação de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*) alimentadas com rações granuladas contendo fígados ou hidrolisados. Acta Scientiarum - Animal Sciences. Maringá, v. 26, no. 4, p. 457-462.

CARNEIRO, P.C.F., 2002. Jundiá: um grande peixe para a Região Sul. Panorama da Aqüicultura, São Paulo, v. 12, p. 41-46.

CESTAROLLI, M. A., 2005. Larvicultura do pintado *Pseudoplatystoma corruscans* (Agassiz, 1829): aspectos da alimentação e do desenvolvimento de estruturas sensoriais. 2005. 110 f. Tese (Doutorado em Aquicultura) – Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Jaboticabal.

CLAVIJO-AYALA, J.A., 2008. Ontogenia do sistema sensorial de pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) (Characidae:

Serrasalmidæ). 2008. 53 f. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) – Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Jaboticabal.

CÔRTEZ, G de F., TSUZUKI, M.Y., 2010. Efeito do tamanho do rotífero na sobrevivência e no crescimento de neon gobi *Elacatinus figaro* durante as fases iniciais de larvicultura. *Bol. Inst. Pesca, São Paulo*, v. 36, p. 205-212.

DIEMER, O., NEU, D.H., SARY, C., FINKLER, J.K., BOSCOLO, W.R., FEIDEN, A., 2012. *Artemia* sp. na alimentação de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*). *Ciência Animal Brasileira, Goiânia*, abr./jun, v.13, n.2, p. 175-179.

EINEN, O., ROEM, A.J., 1997. Dietary protein/energy ratios for Atlantic salmon in relation to fish size: growth feed utilisation and slaughter quality. *Aquacultural Nutrition*, 3, 115–126.

EPAGRI, 2016. Empresa de Pesquisa Agropecuária e Extensão Rural de Santa Catarina, 2016. Disponível em: http://www.epagri.sc.gov.br/?page_id=676. Acesso em: 18/08/2016.

FAO, 2014. *The State of World Fisheries and Aquaculture*. Roma, 2014.

FAO, 2016. *The State of World Fisheries and Aquaculture*. Roma, 2016.

FEIDEN, A., HAYASHI, C., BOSCOLO, W.R.; REIDEL, A., 2006. Desenvolvimento de larvas de *Steindachneridion* sp. em diferentes condições de refúgio e luminosidade. *Pesq. agropec. bras., Brasília*, v. 41, p. 133-137.

FERMIN, A.C., BOLIVAR, M.E.C., 1991. Larval rearing of the Philippine fresh water Catfish (*Clarias macrocephalus*) (Gunther), fed live zooplankton and artificial diet: a preliminary study. *Israeli J. Aquaculture, Bamidgheh*, v.43, n.3, p.87-94.

FONTINELLI, E., 1997. Efeitos do uso do concentrado protéico de soja, com e sem suplementação de aminoácidos, sobre o crescimento e sobrevivência de larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*). 1997. Dissertação (Mestrado em Zootecnia) - Curso de Pós-Graduação em Zootecnia, Universidade Federal de Santa Maria, Santa Maria.

FRACALOSSI, D.M., 2002. No rastro das espécies nativas. Panorama da Aquicultura, São Paulo, v. 12, p.43-49.

FRACALOSSI, D.M., 2004. Desempenho do jundiá, *Rhamdia quelen*, e do dourado, *Salminus brasiliensis*, em viveiros de terra na região sul do Brasil. Acta Scientiarum - Animal Sciences. Maringá, v. 26, n. 3, p. 345-352.

FRANCIS, G., MAKKAR, H.P.S, BECKER, K., 2001. Antinutritional factors present in plant-derived alternate fish feed ingredients and their effects in fish. Aquaculture, [s.l.], v. 199, n. 3-4, p.197-227, Ago. Elsevier BV. DOI: 10.1016/s0044-8486(01)00526-9. Available in: <<http://api.elsevier.com/content/article/PII:S0044848601005269?httpAccept=text/xml>>.

GLENCROSS, B.D., BOOTH, M., ALLAN, G.L., 2007. A feed is only as good as its ingredients a review of ingredient evaluation strategies for aquaculture feeds. Aquaculture Nutrition, [s.l.], v. 13, n. 1, p.17-34, fev. Wiley-Blackwell. DOI: 10.1111/j.1365-2095.2007.00450.x.

HEMRE, G.I., MOMMSEN, T.P., KROGDAHL, A., 2002. Carbohydrates in fish nutrition: effects on growth, glucose metabolism and hepatic enzymes. Aquaculture Nutrition, [s.l.], v. 8, n. 3, p.175-194, Set. Wiley-Blackwell. DOI: 10.1046/j.1365-2095.2002.00200.x.

HOLT, J., 2011. Larval Fish Nutrition. Wiley Online Library. *Oxford*. 430 p.

KUBITZA, F., 1997. Nutrição e alimentação de peixes. Piracicaba: Ed. Franciscana, Brasil.

LANGDON, C., 2003. Microparticle types for delivering nutrients to marine fish larvae. Aquaculture, Amsterdam, v. 227, n. 1-4, p. 259-275.

LEE, D. J., PUTNAM, G.B., STATE, O., 1973. The Response of Rainbow Trout to Varying Protein / Energy Ratios in a Test Diet. J Nutr, jun. v.103, (6), p. 916-922.

LUZ, R. K., ZANIBONI FILHO, E., 2001. Utilização de diferentes dietas na primeira alimentação do mandi-amarelo (*Pimelodus maculatus*, Lacépède). Acta Scientiarum, v.23, n. 2, p. 483-489.

MINISTÉRIO DA PESCA E AQUICULTURA (MPA). Boletim da Pesca e Aquicultura. Brasil, 2013.

MEYER, G., FRACALOSSO, D.M., 2004. Protein requirement of jundiá, *Rhamdia quelen*, fingerlings at two dietary energy concentrations. *Aquaculture*, Amsterdam, v. 240, p. 331 - 343.

MENOSSE, O.C.C., TAKATA, R., SÁNCHEZ-AMAYA, M.I., FREITAS, M., YÚFERA, M., PORTELLA, M.C., 2012. Crescimento e estruturas do sistema digestório de larvas de pacu alimentadas com dieta microencapsulada produzida experimentalmente. *R. Bras. Zootec.*, v.41, n.1, p.1-10.

NRC, 2011. National Research Council. Nutrient Requirements of fishes and shrimps. Washington: National Academic Press, 376 p.

PEDREIRA, M., DOS SANTOS J.S.E., FERREIRA, F., SILVA, J., 2008. Efeito do tamanho da presa e do acréscimo da ração na larvicultura de pacamã. *R Bras Zootec*, v. 37, p. 1144-1150.

PIAIA, R., RADÜNZ NETO, J., 1997. Avaliação de diferentes fontes proteicas sobre o desempenho inicial de larvas do jundiá *Rhamdia quelen*. *Ciência Rural*, Santa Maria, v.27, n.2, p.319-323.

PORTELLA, M. C., DABROWSKI, K., 2008. Diets, physiology, biochemistry and digestive tract development of freshwater fish larvae. In: CYRINO, J.E. C., KAPOOR, B.G. (Orgs.). Feeding and digestive functions of fishes. Enfield: Science Publishers. P. 227-279.

PONCELET, D., LENCKI, R., BEAULIEU, C., HALLE, J.P., NEUFELD, R.J., FOURNIER, A., 1992. Production of alginate beads by emulsification/internal gelation. I: methodology. *Appl. Microbiol. Biotechnol.*38, 39-45.

ROBINSON, E.H., WILSON, R.P., 1985. Nutrition and feeding. In: TUCKER, Craig. S. (Ed.). Channel catfish culture: developments in aquaculture and fisheries science. Amsterdam: Elsevier Scientific Press, p. 323 -404.

SANTOS, R.S.B., 2012. Estudo dos fatores que influenciam os atributos de esferas de alginato. [Dissertação de Mestrado] Aveiro: Universidade de Aveiro, Departamento de Química.

SILFVERGRIP, A.M.C., 1996. A Systematic revision of the neotropical catfish genus *Rhamdia* (Teleostei, Pimelodidae). Tese de Doutorado - Department of Vertebrate Zoology, Swedish Museum Natural History, Stockholm, Sweden.

SILVA, C., RIBEIRO, A., FERREIRA, D., VEIGA, F., 2003. Administração oral de peptídeos e proteínas: II. Aplicação de métodos de microencapsulação. Rev. Bras. Cienc. Farm. vol.39 no.1 São Paulo Jan./Mar.

STEFFENS, W., 1989. Principles of fish nutrition. Chichester: Ellis Horwood, 384 p.

YÚFERA, M., FERNÁNDEZ-DÍAS, C., PASCUAL, E., 2005. Food microparticles for larval fish prepared by internal gelation. Aquaculture, v. 248, p. 253-262.

YÚFERA, M., PORTELLA, M.C., DRUST, S., PONCELET, D., 2009. Microencapsulation and Aquaculture. Aquaculture Europe, Oostende, v. 34, n. 3, p. 18-20.

ANEXO I

Unidades experimentais compostas por recipientes plásticos de 15 litros e conectadas em sistema de recirculação de água.

