

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE DARCY RIBEIRO

PAULO JOSÉ FOSSE

**ESTRATÉGIAS DE COALIMENTAÇÃO NA LARVICULTURA DE TRÊS ESPÉCIES
DE PEIXES ORNAMENTAIS**

CAMPOS DOS GOYTACAZES

2013

PAULO JOSÉ FOSSE

**ESTRATÉGIAS DE COALIMENTAÇÃO NA LARVICULTURA DE TRÊS ESPÉCIES
DE PEIXES ORNAMENTAIS**

“Tese apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Doutor em Ciência Animal”.

Orientador: Prof. Manuel Vazquez Vidal Junior

CAMPOS DOS GOYTACAZES

2013

PAULO JOSÉ FOSSE

**ESTRATÉGIAS DE COALIMENTAÇÃO NA LARVICULTURA DE TRÊS
ESPÉCIES DE PEIXES ORNAMENTAIS**

“Tese apresentada ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, como parte das exigências para obtenção do título de Doutor em Ciência Animal”.

Aprovada em 20 de fevereiro 2013

BANCA EXAMINADORA

Prof. Eduardo Shimoda (D.Sc., Ciência Animal) – UCAM-Campos

Prof. Levy de Carvalho Gomes (D.Sc., Biologia de Água Doce e Pesca Interior) –
UVV

Prof. Dalcio Ricardo Andrade (D.Sc., Morfologia) – UENF

Prof. Manuel Vazquez Vidal Junior (D. Sc., Zootecnia) - UENF
(Orientador)

AGRADECIMENTOS

- A Deus, pela conclusão de uma etapa muito esperada da minha vida;
- Aos meus pais, Edson Fosse e Maria de Oliveira Fosse, fontes inexauríveis de amor e sabedoria;
- Aos meus irmãos, Edson, Alaíde, Vilma, Carla e João, pelo constante incentivo e apoio;
- A minha namorada, amiga e pedagoga, Carmem Lúcia Prata, pelo incentivo, apoio e atenção dados nesta etapa;
- Ao IFES-Campus Itapina e à UENF, pela oportunidade da realização deste curso;
- A CAPES, pela bolsa concedida durante 6 meses;
- Ao Professor Dr. Manuel Vazquez Vidal Júnior, pela orientação no curso, amizade, pelas importantes visitas técnicas e as ecléticas discussões, no dia a dia, que muito contribuíram na minha formação acadêmica;
- Ao meu coorientador, Dalcio Ricardo Andrade, pela amizade e preciosa contribuição em minha formação;
- Aos membros da banca examinadora, Professores Dr. Eduardo Shimoda e Dr. Levy de Carvalho Gomes, pelas contribuições no manuscrito;
- A Douglas da Cruz Mattos, Leonardo Demier Cardoso e João Carlos Fosse Filho, pelo convívio durante os experimentos, amizade e pelas contribuições na discussão dos trabalhos;
- À Professora Dra. Maria Célia Portella, exemplo de dedicação profissional, pela oportunidade de cursar a disciplina “Larvicultura de Peixes” na CAUNESP-Jaboticabal;
- Aos Professores Dr. José Eurico Possebon Cyrino, Levy de Carvalho Gomes e ao Pesquisador Dr. José Augusto Senhorini, pela amizade e confiança na elaboração das cartas de referência;
- Ao Mário Porto, pela doação de Juvenis de várias espécies de peixes para composição do plantel de reprodutores e pelas agradáveis visitas à empresa “Mário Porto Piscicultura Ornamental”;
- A todos os professores da UENF, pela oportunidade nas disciplinas, em especial à Professora Dra. Rita da Trindade Ribeiro Nobre Soares, pela amizade;

- À equipe do Setor de Piscicultura, Douglas, Leonardo, João Carlos, Marcella, João Manhães, Andréia, Shaytner, Allex, Marcelo, Willian, pela amizade e ajuda nos trabalhos de campo;
- A todos os funcionários da UENF, principalmente ao Sr. Francisco Jorge, do Setor de Piscicultura; a Jovana e Conceição, da Pós-graduação em Ciência Animal; a Etiene e Gleice da Diretoria do CCTA;
- À Equipe do Laboratório de Morfologia e Patologia Animal da UENF, Prof. Eulógio, Luciana, Luciano, Bety, Raniele, Douglas, Raphael, Daiana, Anderson, Ricardo, pelo auxílio nas rotinas de histologia e amizade de uma excelente equipe de trabalho, em especial para Dra. Luciana da Silva Lemos;
- À Equipe do Laboratório de Ciência Ambiental (LCA/CBB/UENF) pelo auxílio nas análises de água, especialmente pela atenção da mestranda Bruna;
- Ao IFES-Campus Alegre, pela doação das larvas de *Cyprinus carpio*;
- Aos amigos da “República Morantes”, Hildefonso, Chicão, Marcelo, Leonardo, Jonas, Joãozinho, Juliano e Lucas, minha família em Campos dos Goytacazes-RJ;
- Aos amigos de Jerônimo Monteiro, principalmente ao Mateus, Gilson, César e Geléia, pelo apoio, incentivo e amizade;
- Aos alunos de graduação e pós-graduação da UENF, pelo convívio relativamente saudável e altamente enriquecedor;
- A Shênia S. Silva, pela amizade e ajuda na formatação final do trabalho;
- A David Gitirana da Rocha, pela confecção dos gráficos;
- A todas as pessoas que de alguma forma colaboraram nesta etapa da minha vida.

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO.....	13
2. REVISÃO DE LITERATURA.....	17
2.1. Aspectos biológicos das espécies utilizadas.....	17
2.1.1. Beta <i>Betta Splendens</i>	17
2.1.2. Nishikigoi <i>Cyprinus carpio</i>	18
2.1.3. Botia yoyo <i>Botia lohachata</i>	20
2.2. Reprodução e desenvolvimento embrionário de peixes.....	21
2.3. Larvicultura de peixes.....	27
2.3.1. Influência da qualidade de água na larvicultura de peixes.....	28
2.3.1.1. Temperatura.....	29
2.3.1.2. Salinidade.....	30
2.3.1.3. Fotoperíodo e intensidade de luz.....	33
2.3.1.4. Oxigênio.....	35
2.3.1.5. Resíduos nitrogenados.....	36
2.3.1.6. pH.....	38
2.3.2. Densidade de estocagem.....	39
2.3.3. Alimento vivo na larvicultura de peixes.....	40
2.3.4. Substituição do alimento vivo pelo inerte na larvicultura de peixes.....	43
3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	47
4. ARTIGO 1 - ESTRATÉGIA DE COALIMENTAÇÃO NA SOBREVIVÊNCIA E CRESCIMENTO DE LARVAS DE <i>BETTA SPLENDENS</i> DURANTE A TRANSIÇÃO ALIMENTAR.....	62
Resumo.....	63
Abstract.....	63
Introdução.....	64
Material e Métodos.....	65
Resultados e Discussão.....	67
Conclusão.....	69

Referências Bibliográficas.....	69
---------------------------------	----

5. ARTIGO 2 - PERÍODO DE COALIMENTAÇÃO NA TRANSIÇÃO ALIMENTAR DE LARVAS DE NISHIKIGOI *CYPRINUS CARPIO*.....72

Resumo.....	72
Abstract.....	73
Introdução.....	73
Material e Métodos.....	76
Resultados e Discussão.....	79
Conclusões.....	84
Referências Bibliográficas.....	84

6. ARTIGO 3 - PERÍODO DE COALIMENTAÇÃO NA TRANSIÇÃO ALIMENTAR DE LARVAS DE BOTIA YOYO *BOTIA LOHACHATA*.....88

Resumo.....	88
Abstract.....	89
Introdução.....	90
Material e Métodos.....	92
Resultados e Discussão.....	96
Conclusão.....	99
Referências Bibliográficas.....	99

RESUMO

FOSSE, Paulo José, D.S., Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Fevereiro de 2013. Estratégias de coalimentação na larvicultura de três espécies de peixes ornamentais. Professor Orientador: Manuel Vazquez Vidal Junior. Professor Coorientador: Dalcio Ricardo Andrade.

O crescimento da piscicultura ornamental marinha e de água doce é impulsionado, pelo aumento da procura de peixes, por aquaristas, sempre ávidos por novas espécies ou variedades e, em alguns casos, pela pressão da redução dos estoques naturais. Para suprir este mercado em crescimento, aliado à preservação dos estoques naturais, é necessário o desenvolvimento de novas tecnologias ou a adaptação das tecnologias já existentes, visando ao aprimoramento da larvicultura das espécies ornamentais, aumentando a oferta de peixes provenientes de aquicultura. Objetivou-se avaliar a influência do período de coalimentação na sobrevivência e crescimento de larvas de três espécies de peixes ornamentais (*Betta splendens*, nishikigoi *Cyprinus carpio* e botia yoyo *Botia lohachata*) durante a transição do alimento vivo para o inerte. Os alimentos inerte e vivo empregados para as três espécies foram semelhantes. O alimento inerte foi ração comercial com 55% de PB e o alimento vivo, náuplios de *Artemia franciscana* recém-eclodidos. As larvas de *Betta splendens* foram alimentadas com náuplios de *Artemia* durante 7 dias e, posteriormente, submetidas aos seguintes tratamentos: jejum contínuo; ração contínua; 4 dias de co-alimentação + 14 dias de ração; 8 dias de coalimentação + 10 dias de ração; 12 dias de coalimentação + 6 dias de ração; náuplios de *Artemia* durante todo o período experimental. A sobrevivência e a taxa de crescimento específico (TCE) das larvas de beta apresentaram efeito quadrático e as demais variáveis apresentaram efeito linear. O ponto de máxima para sobrevivência foi 21,7 dias (88,92%) e, para TCE, foi de 26,2 dias (23,47% dia⁻¹). O período de coalimentação influencia no crescimento e sobrevivência de larvas de *Betta splendens*. Após o período de 19 dias de oferta de alimento vivo, com 12 dias de coalimentação, as larvas estão aptas a aproveitar de maneira eficiente o alimento inerte sem prejuízos ao crescimento e sobrevivência. O experimento com carpa

nishikigoi foi conduzido em delineamento inteiramente ao acaso casualizado, com seis tratamentos e quatro repetições: AV= fornecimento de alimento vivo durante todo período experimental; C₄= 6 dias de alimento vivo + 4 dias de coalimentação (alimento vivo e alimento inerte) + 16 dias de alimento inerte; C₈= 6 dias de alimento vivo + 8 dias de coalimentação + 12 dias de alimento inerte; C₁₂= 6 dias de alimento vivo + 12 dias de coalimentação + 8 dias de alimento inerte; R= alimento inerte durante todo período experimental; J= jejum durante todo período experimental. O período de coalimentação influencia na sobrevivência e crescimento das larvas de carpa nishikigoi, proporcionando uma diferença de mais de 70% na sobrevivência entre o maior e o menor período de coalimentação testado, além de juvenis com o dobro do peso, após 26 dias. Houve efeito quadrático dos tratamentos, para todas as variáveis, com pontos de máxima variando entre 19,4 e 22,6 dias de fornecimento de alimento vivo. O fornecimento de ração comercial como alimento exclusivo mostrou-se inviável na larvicultura de nishikigoi. As larvas de botia yoyo *Botia lohachata* de todos os tratamentos receberam, como primeira alimentação, náuplios de *Artemia* durante os seis primeiros dias, exceto os tratamentos jejum (J: jejum durante 30 dias) e alimento inerte (R: ração durante 30 dias). As seguintes estratégias de coalimentação foram empregadas, como tratamentos: C₄: 4 dias de coalimentação; C₈: 8 dias de coalimentação; C₁₂: 12 dias de coalimentação; AV: náuplios de *Artemia* durante todo o período experimental. Os tratamentos com maior período de fornecimento de alimento vivo promoveram melhores taxas de crescimento. A taxa de crescimento específico das larvas alimentadas com alimento vivo durante todo o período (AV) foi superior a dos demais tratamentos. Não houve diferença significativa ($P > 0,01$) na sobrevivência das larvas dos tratamentos AV, C₁₂, C₈, C₄, variando numericamente de 41% a 53 % ao final de 30 dias. No tratamento R, houve baixa taxa de sobrevivência e crescimento, o que sugere, de forma consistente, a necessidade da oferta do alimento vivo como primeiro alimento para larvas de *Botia lohachata*. De maneira geral, o período de *co-feeding* influencia na sobrevivência e crescimento das larvas das três espécies e os maiores períodos de *co-feeding* resultam em maior crescimento e altas taxas de sobrevivência.

ABSTRACT

FOSSE, Paulo José, D.S., Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. February. 2013. Co-feeding strategies on weaning of three species of ornamental fish. Main Faculty Advisor: Manuel Vazquez Vidal Junior. Assistant Faculty Advisor: Dalcio Ricardo Andrade.

The growth of marine ornamental fish farm and fresh water is driven by increased demand for its characteristic market of hobbyists, always eager for new species or varieties of fish, and in some cases, by pressure reduction of natural stocks. To meet this growing market, coupled with the preservation of natural stocks is necessary to develop new technologies or adapt existing technologies, aiming at the improvement of larval rearing of ornamental species, increasing the supply of fish from aquaculture. The objective was to evaluate the influence of the period of coalimentação the survival and growth of larvae of three species of ornamental fish (*Betta splendens* beta, nishikigoi *Cyprinus carpio* and botia yoyo *Botia lohachata*) during the transition from live food to inert. The employees live and inert food for the three species were similar. The food was inert commercial diet with 55% CP and live food, *Artemia franciscana* newly hatched. *Betta splendens* larvae were fed *Artemia nauplii* for 07 days and then subjected to the following treatments: continuous fasting; continuous feed, 4 days of co-feeding ration + 14 days, 8 days of co-feeding + 10 days diet; 12 days of co-feed ration + 6 days; *Artemia* during the entire experimental period. The survival and specific growth rate (SGR) larvae beta presented quadratic and other variables showed a linear effect. The point of maximum survival was 21.7 days (88.92%) and TCE was 26.2 days (23.47% day⁻¹). The period of co-feeding influences on growth and survival of larvae of *Betta splendens*. After the period of 19 days of supply of live food, with 12 days of co-feeding, the larvae are able to enjoy the food efficiently without compromising their inert growth and survival. The experiment was conducted with carp nishikigoi in a completely randomized design with six treatments and four replications: AV = supply of live food throughout the experimental period; C4 = 6 days of live food + 4 days coalimentação (live feed and inert food) + 16 days of food inert; C8 = 6 days of live food coalimentação + 8 days +

12 days of food inert; C12 = 6 days of live food coalimentação + 12 days + 8 days of food inert, R = inert food throughout trial, J = fasting throughout the experimental period. The period of coalimentação influence on survival and growth in carp larvae nishikigoi, providing a difference of more than 70% in survival between the longest and shortest period of coalimentação tested, and juvenile twice the weight after 26 days. There was a quadratic effect for all variables, with maximum points ranging between 19.4 and 22.6 days of supply of live food. The supply of commercial feed as exclusive food proved unworkable in larviculture nishikigoi. Larvae of botia yoyo *Botia lohachata* of all treatments received as a first food, Artemia during the first six days, except fasting treatments (J: fasting for 30 days) and food inert (R: diet for 30 days). Coalimentação The following strategies have been employed as treatments: C4: 4 days coalimentação; C8: 8 days coalimentação; C12: coalimentação 12 days, AV: Artemia during the entire experimental period. The longest period of treatment with live food supply promoted better growth rates. The specific growth rate of larvae fed live food during the entire period (AV) was superior to other treatments, followed by treatment with coalimentação. There was no significant difference ($P > 0.01$) in larval survival of AV treatments, C12, C8, C4, numerically ranging from 41% to 53% after 30 days. In the R treatment was low survival rate and growth, which suggests consistently, the need for the provision of live food as first food for larvae *Botia lohachata*. Generally, the period of co-feeding influences on the survival and growth of the larvae of these three species and more co-feeding periods result in increased growth and high survival rates.

INTRODUÇÃO

A aquicultura ornamental comercializou mundialmente US\$ 900 milhões em peixes marinhos e de água doce, no atacado, no ano de 2000. Foram estimados US\$ 3 bilhões em equivalente no varejo (FAO, 2007). Devido ao grande potencial de exportação e aumento da renda dos produtores rurais, diversos países estão, cada vez mais, incentivando a produção e o comércio de ornamentais (RIBEIRO et al., 2008).

Cingapura, República Tcheca, Estados Unidos, Hong Kong, Japão, Indonésia, Filipinas, Malásia, Israel e Marrocos lideram, no mundo, a produção de peixes ornamentais (SEAP, 2008). Enquanto Cingapura é reconhecida como um “entreposto total integrado” para negócios globais em peixes ornamentais (SANCHES, 2004), o Brasil figura em 17º lugar como exportador desse ramo de produção, tendo, em 2005, vendido mais de US\$ 4 milhões em peixes provenientes de pesca (SEAP, 2008). Já em 2007, o Brasil exportou cerca de 6,0 milhões de reais em peixes ornamentais de água doce, sendo 90% desse valor provenientes da venda de espécies capturadas no Pará e no Amazonas (IBAMA, 2007).

O Brasil é um dos mais importantes fornecedores de espécies ornamentais de clima tropical, mas enfrenta descriminalização da atividade, exportação irregular e pesca predatória (SEAP, 2008). A maior produção do Brasil é ainda feita via captura. Cerca de 90% da produção brasileira é de águas continentais e boa parte dessa produção visa atender ao mercado interno, abastecendo, principalmente, o Rio de Janeiro e São Paulo (SEAP, 2008). Este mercado pode transformar a piscicultura ornamental numa boa alternativa para geração de renda dos pequenos produtores rurais, bem como gerar novas e eficientes estratégias para o enfrentamento da competitividade internacional.

Deve-se levar em consideração que, no Brasil, comparada a outros países, a piscicultura ornamental, é uma atividade recente. Até a década de 40, a piscicultura ornamental esteve restrita a poucas propriedades do Estado do Rio de Janeiro e, mais tarde, começou a ser praticada também no interior de São Paulo. No final da década de 70, a produção passou a ser praticada também em Muriaé-MG, onde ocorreu uma rápida expansão, fazendo com que, na década de 80, esta microrregião mineira passasse a ser o maior e o mais importante polo de produção

de peixes ornamentais por aquicultura do país. Foi somente na década de 90 que a aquicultura brasileira de peixes ornamentais deu um salto. Com a abertura do mercado aos peixes importados do sudeste asiático, o aquicultor brasileiro que já não possuía competitividade para atuar no mercado externo, percebeu que também o mercado interno estava ameaçado. Além das espécies não produzidas no Brasil, eram importadas também as mesmas espécies produzidas aqui, com um agravante: os peixes asiáticos possuíam características de cor e conformação superiores aos nacionais e eram oferecidos a preços competitivos, obrigando os produtores a reavaliar as tecnologias de produção adotadas, melhorar a qualidade dos peixes, além de produzir uma fração significativa das espécies importadas (VIDAL JUNIOR, 2003).

O crescimento da piscicultura ornamental marinha e de água doce no mundo é impulsionado pelo aumento da procura dos aquaristas, sempre ávidos por novas espécies ou variedades de peixes e, em alguns casos, pela pressão da redução dos estoques naturais (MANDAL et al., 2010; OLIVOTTO et al., 2011; TLUSTY, 2002). Para suprir este mercado em crescimento, aliado à preservação dos estoques naturais, é necessário o desenvolvimento de novas tecnologias ou a adaptação das tecnologias já existentes para peixes de corte (DHERT et al., 1997), visando ao aprimoramento da larvicultura das espécies ornamentais, aumentando a oferta de peixes provenientes de aquicultura. Em 2012, mesmo com o apoio governamental no fomento de pesquisas e produção de espécies ornamentais nativas e exóticas, percebe-se que os produtores brasileiros ainda não têm condições de competir, no mesmo patamar de igualdade, com outros países, como por exemplo, os países asiáticos. Reflexo disso é a atual importação de várias espécies, inclusive algumas nativas do Brasil, em vez do incentivo à produção local (VIDAL JUNIOR, 2003). Somente em 2006, empresas de São Paulo requisitaram, ao IBAMA, autorizações para importação de mais de 200 espécies de peixes de água doce, 150 espécies de invertebrados e quase 500 espécies de peixes marinhos (IBAMA, 2008).

Deve ser ressaltado que esta diversidade de espécies e as diferenças entre elas dificultam o domínio das técnicas de larvicultura, visto que, muitas vezes, o conhecimento adquirido de uma espécie não pode ser adotado para a produção de outra. Por exemplo, de acordo com a espécie, a larva pode ser mais ou menos desenvolvida ao eclodir. Tais características irão definir a estratégia de alimentação

adotada durante a larvicultura, principalmente durante a transição alimentar, considerada por Portella et al. (2002) um período crítico nesta fase.

O emprego ou a adaptação das técnicas de larvicultura de peixes de corte, na produção de peixes ornamentais de água doce e marinhos de clima tropical, possibilitou a criação comercial de várias espécies ornamentais. Na década de 90, discutiam-se as possíveis aplicações das tecnologias de larvicultura intensiva para espécies de corte utilizadas na Europa para a produção de peixes ornamentais marinhos (DHERT et al., 1997). Estes autores citam que os principais avanços da época foram a introdução do controle de luz, as técnicas de reprodução artificial, o apropriado tratamento da água, o uso de rotíferos e náuplios de *Artemia* de tamanhos específicos e a melhoria da qualidade do alimento vivo, com a utilização de técnicas específicas de enriquecimento.

A importância do alimento vivo, como primeiro alimento para a maioria das espécies de larvas de peixes, assim como o alimento inerte em estágios de desenvolvimento avançado, foi enfatizada por Lee (2003), revisando os avanços biotecnológicos na larvicultura de peixes marinhos. Acrescentou ainda a necessidade da substituição precoce do alimento vivo pelo alimento inerte, do ponto de vista econômico, durante o *weaning* e as estratégias de coalimentação, fato que promove uma melhor aceitação e absorção do alimento inerte. O mesmo autor assegura que as estratégias de alimentação e os sistemas de larvicultura contribuem para melhorar a sobrevivência e reduzir os custos de produção de juvenis.

De modo geral, independente do sistema utilizado, a larvicultura de peixes é uma fase de criação que ainda possui muitas dificuldades, percebendo-se constantemente uma descontinuidade na oferta de juvenis de determinada espécie. Nesta fase de criação, os detalhes durante sua execução fazem a diferença, devido à velocidade de crescimento das larvas em um curto período de tempo, coincidindo com o desenvolvimento e a diferenciação dos órgãos (LAZO et al., 2011), além da necessidade de estratégias específicas para a transição alimentar do alimento endógeno para o exógeno e do alimento vivo para uma dieta inerte (PORTELLA et al., 2002).

Trabalhos que contribuam para a consolidação das técnicas de produção de juvenis de peixes ornamentais são importantes devido à falta de informações científicas, disponíveis para os produtores nacionais, acerca da resposta destas

espécies quando submetidas a protocolos de propagação artificial e larvicultura, sob a influência do manejo e das condições climáticas vigentes do país.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Aspectos biológicos das espécies utilizadas

2.1.1 Beta *Betta splendens*

O *Betta splendens*, beta ou *Siamese fight* (Fig. 1) é uma espécie ornamental criada em diferentes polos de produção de peixes ornamentais no Brasil. As linhagens comerciais encontradas no mercado são o resultado de uma longa seleção feita por criadores visando à produção de peixes com características fenotípicas desejáveis, como belas nadadeiras e corpo colorido com reflexos metálicos e iridescentes (FARIA et al., 2006).



Figura 1- *Betta splendens*

O beta é de origem asiática, encontrado em regiões alagadiças com águas estagnadas e pobres em oxigênio, como brejos e campos de plantação de arroz (FISHBASE, 2013). A tolerância a baixos índices de oxigênio dissolvido é devido a apresentar um mecanismo de respiração especial para utilização do ar atmosférico (SCHIMDT-NIELSEN, 2002). O órgão responsável pelas trocas gasosas diretamente com o ar atmosférico chama-se labirinto e é formado quando o peixe está com aproximadamente 20 dias de vida (FARIA et al., 2006). Este recurso permite que o animal sobreviva em águas com baixo ou nenhum teor de oxigênio dissolvido, facilitando seu cultivo (VIDAL JUNIOR, 2004).

É uma espécie de clima tropical (25 e 30° C), podendo chegar, até os dois anos de vida, a tamanhos que variam entre 4 a 10 cm (FISHBASE, 2013). São peixes territorialistas com características de agressividade entre os machos da sua espécie, que podem lutar até a morte (DZIEWECZYNSKI; LEOPARD, 2010).

Quanto ao desenvolvimento embrionário e ao consumo de vitelo, Duarte (2009) afirma que o embrião de beta tem fases de desenvolvimento embrionário comparáveis ao observado em outras espécies de teleósteos. O consumo de vitelo é mais acentuado no terço final do desenvolvimento embrionário, após as 15, horas pós-fecundação, no período próximo à eclosão e no período logo após a eclosão.

Segundo Damázio (1992), não se deve alimentar as larvas de beta antes de 48 horas após eclosão, somente após o momento em que as larvas estejam nadando livremente. Segundo este autor, deve-se fornecer infusórios, como primeiro alimento. Após 3 dias de alimentação, acrescentar microvermes e, a partir do 5º dia, substituí-los por náuplios de *Artemia* recém-eclodidos.

Puello-Cruz et al. (2010) ressaltaram a importância do alimento vivo na larvicultura de beta, ao observarem uma maior sobrevivência nos tratamentos com oferta de alimento vivo em ambas as salinidades testadas (0 ppt e 5 ppt), em comparação à da dieta inerte. Quanto ao crescimento, os autores não observaram diferença significativa durante o período experimental.

Após 105 dias de cultivo de beta, Mandal et al. (2010) verificaram que o alimento vivo pode ser substituído, em até 25%, por alimento inerte, sem qualquer efeito negativo sobre a sobrevivência, crescimento e desempenho de desovas.

2.1.2 Nishikigoi *Cyprinus carpio*

Carpa colorida, Nishikigoi e Koi (Fig. 2) são termos utilizados para definir as carpas coloridas produzidas com finalidade ornamental, qualificadas sobre certo padrão. Foram desenvolvidas a partir de variações de cores da carpa comum *Cyprinus carpio*, entre os séculos 17 a 19, no Japão (HANIFFA et al., 2007). Sua reprodução e criação seguem o mesmo modelo da variedade usada para o consumo humano, embora não sejam tão rústicas, devido à alta consanguinidade (VIDAL JUNIOR, 2013).



Figura 2- Plantel de Reprodutores de carpa nishikigoi da Piscicultura Ornamental Mario Porto-RJ

A carpa é um peixe teleósteo da família Cyprinidae, gênero *Cyprinus*, espécie *Cyprinus carpio* L. 1758. É uma espécie originária da Europa Oriental e da Ásia Ocidental e cultivada na China há mais de 2.000 anos (CASTAGNOLLI; CYRINO, 1986).

A domesticação da carpa começou, independentemente, na Ásia e na Europa. Proença e Bittencout (1994) relatam que as várias linhagens domésticas hoje conhecidas, são derivadas das cinco raças originais (Ponto Caspian, Asiática Central, Extremo Oriente, Sudeste Asiático e Indonésia).

As carpas se adaptam a uma ampla faixa de temperatura, considerada uma espécie cosmopolita, tendo um crescimento ótimo em temperatura média de 28°C, cessam a ingestão de alimentos quando a temperatura da água é inferior a 4°C (CASTAGNOLLI; CYRINO, 1986).

Estas resistem bem a quedas do teor de oxigênio dissolvido, suportando até 3,2 mg L⁻¹, param de se alimentar com níveis abaixo de 2,5 mg L⁻¹, e a exposição prolongada a valores menores que 0,8 mg L⁻¹ pode levá-las à morte (MENEZES; YANCEY, 1984).

A reprodução é realizada por meio de indução hormonal dos reprodutores, embora seja possível a ocorrência de desovas natural em viveiro, desde que haja condições especiais (WOYNAROVICH; HORVATH, 1983). Os gametas podem ser extrusados ou a reprodução pode ocorrer de forma natural, disponibilizando

substratos nos tanques dos reprodutores para que os ovos fiquem aderidos. Após a desova, estes substratos com os ovos aderidos são transferidos para tanques previamente preparados onde ocorrerá a eclosão das larvas. A fase de larvicultura deste ciprinídeo é realizada em viveiros de terra, em sistema de produção semi-intensivo (TAMASSIA et al., 2004).

Na larvicultura, é necessário que o ambiente seja bem iluminado e que o alimento esteja suficientemente próximo para que possa ser capturado. Como nem sempre é possível fornecer alimento vivo na quantidade e qualidade adequadas, é prática comum fornecer ovo de galinha cozido como alimento, por 1 dia ou, no máximo, 2 dias, às larvas, quando estas permanecem em caixas de larvicultura, e só então transferi-las para viveiros (TAMASSIA et al., 2004). Segundo estes autores, o ovo cozido é fornecido às larvas como (a) somente a gema cozida ou (b) ovo microencapsulado; sendo que, em qualquer uma dessas opções, utiliza-se em média um ovo para cada 100.000 pós-larvas, em intervalos de 4 a 5 horas. Quando as larvas ficarem por mais tempo nas caixas de larvicultura, deve-se ofertar o ovo microencapsulado, por ser este nutricionalmente mais balanceado que apenas a gema do ovo cozido (CHOW, 1980).

Em viveiros, o primeiro alimento das larvas são os rotíferos, seguidos de cladóceros. Quando se tornam juvenis, demonstram nítida preferência por organismos bentônicos, como larvas de quironomídeos, poliquetas e pequenos moluscos. Dependendo da disponibilidade destes organismos, a carpa pode ingerir detritos, nos quais as bactérias e protozoários constituem-se nas principais fontes de nutrientes (PROENÇA; BITTENCOURT, 1994).

2.1.3 *Botia yoyo* *Botia lohachata*

Botia yoyo, *botia lohachata* ou *reticulate loach* (Fig. 03) são sinônimos empregados regionalmente para a *Botia lohachata*, espécie ornamental pertencente à ordem Cypriniformes e família Cobitidae. Membros desta família possuem corpo fusiforme, boca subterminal com três - seis pares de barbilhões, comprimento máximo de cerca de 40 cm (FISHBASE, 2013).

A botia yoyo é uma espécie tropical (24 a 30°C) de água doce, endêmica na região do Paquistão, Índia, Bangladesh e Nepal (FISHBASE, 2013). Habita riachos torrenciais, com fundos rochosos e cascalho no Himalaia, que fluem através do nordeste da Índia (SHRESTHA, 1990). Possui preferência alimentar bentônica e há exemplares de botia yoyo que podem atingir 11 cm de comprimento (FISHBASE, 2013).



Figura 3- Casal de *Botia lohachata*, a fêmea aparentemente apta à indução hormonal, apresentando a região ventral proeminente e macia.

Possui alta relação entre a superfície branquial e peso corporal. De acordo com Sharma (1982), esta característica parece estar relacionada com a eficiência branquial necessária para uma maior atividade metabólica em cursos d'água montanhosos, ricos em oxigênio.

Durante a formação do plantel de reprodutores da espécie em tanques de 6 m³, revestidos com lona, no setor de piscicultura da UENF, foi possível observar que os peixes têm o hábito de ficar refugiados em abrigo, no caso, nos furos de lajotas de barro. As fêmeas apresentam um dimorfismo sexual evidente, a região ventral fica proeminente ao se aproximar do período reprodutivo, embora não se reproduzam naturalmente. Os machos liberam esperma de coloração branca após leve massagem abdominal. As larvas são muito pequenas durante a fase mixotrófica.

2.2 Reprodução e desenvolvimento embrionário de peixes

A piscicultura, no nosso país, somente teve possibilidade de se expandir no momento em que as técnicas de reprodução natural e artificial de peixes em

cativeiro se consolidaram, evitando a captura de formas jovens no ambiente natural, prática que, nos dias atuais, constituiria um manejo insustentável no ponto de vista ambiental e econômico (ANDRADE; YASUI, 2003).

Diversas espécies ornamentais de interesse comercial desovam naturalmente, como a carpa *Cyprinus carpio*, o kinguio *Carassius auratus* e o beta *Beta splendens*. A taxa de sobrevivência e crescimento da prole destas e de outras espécies de desova natural aumenta, com o emprego de técnicas de manejo e manipulação ambiental na reprodução (VIDAL JUNIOR, 2013).

Os peixes reofílicos deixam de receber certos estímulos externos quando criados em cativeiro, fazendo com que não haja uma resposta endócrina apropriada para a indução da maturação gonadal e, dessa forma, os ovários se desenvolvem apenas parcialmente. Por outro lado, a reprodução pode ser obtida fazendo-se uma simulação da resposta endócrina natural, mediante a aplicação de substâncias análogas aos estímulos hormonais intrínsecos (ANDRADE; YASUI, 2003).

Segundo Zaniboni Filho e Weingartner (2007), os primeiros trabalhos de indução à desova de peixes reofílicos, com resultados positivos de indução à maturação final e desova de peixes migradores, a partir da aplicação de hormônios, foram com a hipofiseção. Na maioria dos laboratórios de reprodução de peixes, para fins comerciais, a reprodução também é feita mediante o uso de hipófise desidratada de carpa, que é aplicada na forma de extrato bruto, diluída em solução fisiológica (STREIT JUNIOR, 2002; ZANIBONI FILHO; WEINGARTNER, 2007).

A técnica de indução hormonal, no que se refere ao número de doses, mais utilizada em peixes de corte reofílicos e que apresenta os melhores resultados é a do uso de duas doses. A primeira dose é chamada de preparatória. Após um período de 8 a 14 horas, aplica-se outra dose, esta mais elevada e chamada de definitiva (VIDAL JUNIOR, 2003). A metodologia de indução reprodutiva é similar para a maioria das espécies, embora o efeito possa ser diferenciado, em função das características intrínsecas dos animais (ANDRADE; YASUI, 2003; ZANIBONI-FILHO; WEINGARTNER, 2007). Com o objetivo de estabelecer uma técnica que permitisse a propagação massal do *labeo frenatus*, Vidal Junior et al. (2002b) induziram 16 fêmeas de *labeo*: T1– 0,5 e 5 mg Kg⁻¹ de PV para as fêmeas e 0,5 mg Kg⁻¹ de PV para os machos, com posterior extrusão e fecundação artificial; T2- o mesmo que T1, porém com doses de 0,5 e 3 mg Kg⁻¹ de PV para as fêmeas; T3- aplicação de HCG (5 e 10 UI g⁻¹ para as fêmeas e 5 UI g⁻¹ para os machos), com

extrusão e fecundação artificial; T4- aplicação de extrato de hipófise com a mesma metodologia do T1, mas com desova e fecundação natural. Os autores verificaram que, no T4, todas as fêmeas desovaram. A taxa de fertilização variou de 75 a 91% e a taxa de eclosão variou de 63 a 84%, superior ($p < 0,05$) a dos demais tratamentos. Os autores recomendaram para a espécie a utilização de EBH e a utilização do manejo de desova e fecundação natural. Em outro trabalho, Vidal Junior (2003) relata que, no caso dos labeos bicolor e frenatus, da botia lohachata e do bala-shark, deve-se utilizar, na segunda dose de hipófise, de 2,5 a 4,0 mg Kg⁻¹ de peso da fêmea.

Informações disponíveis acerca dos aspectos reprodutivos de determinada espécie são importantes para o piscicultor decidir o tipo de hormônio e sua respectiva dosagem, além de avaliar os resultados da técnica que está empregando, de forma a melhorar seus índices zootécnicos na reprodução de espécie-alvo.

Induzindo três fêmeas (43,2g; 38,9 g e 27,1 g) de labeo frenatus com extrato bruto de hipófise, Vidal Junior et al. (2002a) verificaram que os ovos apresentaram em média 727,3 μc (CV=23%) quando secos e 986,33 μm (CV=31%) quando hidratados. O peso da desova variou de 1,4 a 2,7 g e apresentou correlação positiva (79%) com o peso da fêmea. O peso médio dos óvulos foi de 0,597 mg (CV=35%), ou seja, cada grama de óvulos possuiu 1.675 óvulos. Assim, estima-se que a fecundidade da espécie seja de 86 óvulos (extrusados) grama⁻¹ de peso vivo de fêmea. Posteriormente, Vidal Junior et al. (2002a) hipofisaram nove fêmeas de labeo frenatus e todas desovaram. A temperatura da água dos tanques e da incubadora variou de 24,4 a 27,5°C. O intervalo da primeira para a segunda dose de extrato hipofisário foi de 12,5 horas (325 horas-grau. A desova ocorreu 7,5 horas (195 horas-grau) após a segunda dose; cada fêmea eliminou os óvulos em jatos intermitentes, intercalados por períodos de pausa. Este comportamento durou de 7 a 12 minutos.

A grande variedade de estratégias e ciclo de vida, nos teleósteos, permitiu sua adaptação a ambientes, nos quais, tanto as condições bióticas como disponibilidade de alimento quanto às abióticas, como temperatura e fotoperíodo, variam amplamente no espaço e no tempo. Frente a toda esta variabilidade, os teleósteos são capazes de alocar energia via alimentação e por meio de uma gama

de estratégias, utilizando parte da energia e transformando-a em prole, de modo a garantir seu sucesso reprodutivo (VAZZOLER, 1996).

Dependendo da espécie, a maturidade sexual pode ocorrer durante o primeiro ano de vida (muitos teleósteos), depois de mais de 15 anos de vida juvenil (*Anguilla anguilla*) ou durante um período intermediário. Alguns animais morrem após o primeiro período de reprodução, como alguns salmonídeos do gênero *Oncorhynchus* e as lampreias. Outros têm várias desovas num ano ou estação, ou apresentam um ciclo por ano. Os processos reprodutivos normalmente proporcionam ritmos endógenos disparados por sinais ambientais, de modo que encaixam o período da reprodução em uma época ambiental favorável ao desenvolvimento das larvas e alevinos (BALDISSEROTTO, 2002).

O processo de desenvolvimento embrionário inicia-se com a fecundação do óvulo pelo espermatozoide, através da micrópila. Após a fertilização, o ovo absorve água e ocorre a formação do espaço perivitelínico, com a separação do córion da membrana vitelina (NAKATANI et al., 2001). Segundo estes autores, os ovos dos peixes são telolécitos, ou seja, possuem grande quantidade de vitelo, estando o polo animal junto ao citoplasma em um pequeno compartimento do ovo, do qual o embrião irá se nutrir durante a embriogênese, e que é também utilizado para nutrir a larva após a eclosão, sendo o tempo variável de acordo com a espécie e a temperatura da água.

Nas pesquisas de ontogenia de peixes, os eventos morfofisiológicos ao longo do desenvolvimento são avaliados principalmente por observações em microscópio estereoscópico ou óptico, uma vez que o córion dos ovos dos organismos estudados é transparente (SOUZA, 2004). Os principais eventos comumente observados ao longo das avaliações ontogênicas em embriões são: a formação e clivagem do blastodisco; a evolução da blástula e da gástrula sobre a vesícula vitelínica (pólo vegetal); a diferenciação do eixo embrionário, da vesícula óptica, dos somitos, surgimento da vesícula de Kupffer e melanóforos e eclosão (FERREIRA et al., 2006; FUJIMOTO et al., 2004; FUJIMOTO et al., 2006).

Em acará-açu (*Astronotus ocellatus*), o início da organogênese embrionária foi caracterizado pela formação do eixo embrionário, com o surgimento de somitos, seguido da diferenciação da cauda e da cabeça. Momentos antes da eclosão, a pré-larva apresentou movimentos fortes e contínuos da cauda para rompimento do córion. A eclosão ocorreu entre 46 a 58 horas após a coleta inicial (PAES, 2008).

Vidal Junior et al. (2002a) verificaram que ovos de *Labeo frenatus* não apresentaram adesividade e são moderadamente densos, necessitando de 4 L minuto⁻¹ de vazão de água para ser mantida à meia tona. O fechamento do blastóporo ocorreu 169 horas-grau após a desova e, neste momento, foram coletados ovos para estimar a taxa de fecundação, que foi de 88,3% (CV=71%). Com 260 horas-grau, já foi possível observar a vesícula óptica.

O vitelo é o alimento endógeno dos embriões e larvas vitelinas, caracterizado por uma glicolipofosfoproteína denominada vitelogenina, incorporada aos ovócitos durante seu desenvolvimento. Durante todo o período embrionário, é a única fonte de nutrientes para as fases iniciais do desenvolvimento. A vitelogenina é formada principalmente pela lipovitina e fosfovítina, e a embriogênese dos animais ovíparos é dependente da degradação dessas proteínas contidas no vitelo para a liberação do suprimento de aminoácidos (HAGEDORN; KUNKEL, 1979 apud HIRAMATSU et al., 2002).

Os aminoácidos provêm de hidrólises da vitelogenina e, durante a absorção, os níveis de aminoácidos vão sendo reduzidos, chegando aos menores níveis, próximos da primeira alimentação exógena. Os aminoácidos são principalmente utilizados como combustível metabólico, podendo também ser utilizados para a síntese de proteína corporal (RONNESTAD, 1998).

A maioria das larvas de água doce eclode com a boca e mandíbulas não formadas, os olhos não pigmentados, o saco vitelínico grande e a nadadeira primordial (*finfold*) localizada na posição mediana (NAKATANI et al., 2001).

Após a eclosão, inicia-se o estágio de larva vitelínica, ou vitelina, e que termina ao final do consumo de todo o vitelo (KENDALL et al., 1984). Segundo Santos e Godinho (2002), o período de consumo da vesícula vitelínica pode variar muito entre larvas de peixes neotropicais. Após a eclosão, as larvas ainda utilizam o vitelo embrionário como alimentação endógena por algum tempo até a sua total exaustão (HIRAMATSU et al., 2002; KAMLER, 2008).

A exaustão do vitelo é um período crítico, pois próximo ao final de sua utilização, as larvas necessitam de disponibilidade de fontes exógenas de alimento, sem as quais não poderão sobreviver. Com isso, o conhecimento do momento de início da alimentação exógena torna-se fundamental para protocolos de manejo aplicados na larvicultura das diversas espécies cultiváveis, tanto para a

determinação qualidade do alimento, o tamanho e a quantidade, quanto para o momento ideal para o início de fornecimento deste (FERREIRA, 2009).

Lasker et al. (1970) apud Borçato et al. (2004) relataram que existe relação entre a abertura da boca e o consumo de vitelo. Segundo Sato et al. (2003), no momento em que ocorre a abertura da boca, as larvas necessitam de alimento exógeno.

Nakatani et al. (2001) observaram em tilápia nilótica a absorção completa do saco vitelínico quando as larvas atingiram 7,28 mm de comprimento padrão. Em *Salminus maxillosus*, foi observada a absorção completa do vitelo, com as larvas atingindo 6,75 mm de comprimento padrão. Ainda segundo Nakatani et al. (2001), o consumo total do vitelo em *Astyanax altiparanae* ocorre quando as larvas atingem 4,50 mm de comprimento padrão.

Diferentes de outras espécies de peixes tropicais que possuem um longo período de tempo para a transição alimentar, as larvas de melanotênia-maçã estão prontas para a alimentação exógena em poucas horas após a eclosão (FERREIRA, 2009; MOTTA, 2010), visto que as larvas recém-eclodidas apresentam muita atividade natatória, uma boca funcional, movimentos peristálticos entéricos e ânus aberto, o que sugere aptidão para a fase inicial de alimentação exógena.

A retirada das larvas das incubadoras e o transporte para viveiros ou para sistemas intensivos de larvicultura, nas pisciculturas comerciais, são realizados quando as larvas apresentam a boca aberta, a bexiga gasosa inflada e natação na horizontal. O enchimento da bexiga gasosa, de acordo com Woynarovich e Horvath (1983), constitui o ponto decisivo na vida de uma larva de peixe. Logo após este evento, as larvas saem à procura de alimentos externos, embora possuam de 20 a 30% de reserva vitelínica. A presença de vitelo neste estágio serve para assegurar a sobrevivência, já que é difícil para a larva encontrar alimentos externos adequados durante algum tempo. Bock e Padovani (2000) relataram que, em larvas de pacu, a absorção do saco vitelínico, o enchimento da bexiga natatória, a abertura da boca e do ânus, e o movimento natatório horizontal ocorrem entre 100 e 120 horas, isto é, do quarto para o quinto dia, dependendo da temperatura da água. Sendo recomendado o transporte imediato das larvas para viveiros previamente preparados.

Vidal Junior et al. (2002a) verificaram que, em *labeo frenatus*, a eclosão ocorreu com 610 horas-grau. As larvas, logo após a eclosão, mantiveram-se

apoiadas nas paredes da incubadora e, após 24 horas, começaram apresentar natação horizontal, abrindo a boca com 29 horas. A mortalidade das larvas por inanição iniciou-se 81 horas após a eclosão

2.3 Larvicultura de peixes

O emprego ou a adaptação das técnicas de larvicultura de peixes de corte, na produção de peixes ornamentais de água doce e marinhos de clima tropical, possibilitou a criação comercial de várias espécies ornamentais. Já na década de 90, discutiam-se as possíveis aplicações das tecnologias de larvicultura intensiva para espécies de corte utilizadas na Europa para a produção de peixes ornamentais marinhos (DHERT et al., 1997). Estes autores citam que os principais avanços significativos da época foram a introdução do controle de luz, as técnicas de reprodução artificial, o apropriado tratamento da água, o uso de rotíferos e náuplios de *Artemia* de tamanhos específicos e a melhoria da qualidade do alimento vivo com a utilização de técnicas específicas de enriquecimento. Lee (2003) publicou uma ampla revisão sobre os avanços biotecnológicos na larvicultura de peixes marinhos, reafirmando a importância e os avanços alcançados nas áreas citadas por Dhert et al. (1997), além de enfatizar a importância do alimento vivo, como primeiro alimento para a maioria das espécies de larvas de peixes, e do alimento inerte em estágios de desenvolvimento avançado. Lee (2003) acrescentou ainda a necessidade da substituição precoce do alimento vivo pelo alimento inerte, do ponto de vista econômico, durante o *weaning* precoce, e as estratégias de *co-feeding*, promovendo uma melhor aceitação e absorção do alimento inerte.

Os sistemas de larvicultura, principalmente para espécies marinhas, podem ser classificados em extensivo, semi-intensivo e intensivo, de acordo com a fonte do alimento vivo e a densidade de estocagem de larvas no sistema de criação. O sistema extensivo depende da produção primária própria do ambiente em que estão sendo produzidas as larvas (LEE, 2003), cujas características são muito semelhantes ao do modelo semi-intensivo de larvicultura praticada em viveiros, no Brasil. O semi-intensivo, além da produção primária do próprio ambiente de criação, há a possibilidade do fornecimento ou inóculo de mais alimento vivo produzido para

este fim. Um exemplo é a produção de *milkfish* em viveiros, onde são inoculados zooplâncton do ambiente natural e fitoplâncton produzido em *hatcheries* antes da estocagem das larvas. Na Europa, para a larvicultura de várias espécies de linguados, são utilizados tanques de alvenaria ou de lona de 30 a 100 m³ na densidade de 2 a 10 larvas. L⁻¹. O sistema intensivo é o empregado na maior parte das larviculturas de peixes marinhos, devido à alta produção por unidade de área (12 a 72 larvas. L⁻¹). Os peixes submetidos ao sistema intensivo são totalmente dependentes de fornecimento de alimentos vivos, produzidos para este fim. A substituição precoce do alimento vivo por uma dieta inerte de alta qualidade é muito importante para reduzir os custos de produção de juvenis produzidos em regime intensivo. A densidade do alimento vivo nas unidades de produção é monitorada de 6 em 6 horas e ajustada de acordo com a necessidade de cada fase de cultivo. Normalmente, o monitoramento das condições ambientais é realizado durante as 24 horas do dia. Biometrias, classificações e arraçamentos são rotinas automatizadas, estratégias que visam à redução de custos com mão de obra (LEE, 2003).

De modo geral, independentemente do sistema utilizado, a larvicultura de peixes é uma fase de criação que ainda possui muitas dificuldades. Nesta fase, os detalhes durante sua execução fazem a diferença, devido à velocidade de crescimento das larvas em um curto período de tempo, coincidindo com o desenvolvimento e diferenciação dos órgãos (PORTELLA; DABROWSKI, 2008).

2.3.1 Influência da qualidade de água na larvicultura de peixes

Cada espécie tem uma faixa de tolerância das variáveis na qualidade de água na qual melhor se adapta e se desenvolve (BALDISSEROTO, 2009). Além da espécie, esta faixa de tolerância depende da fase de desenvolvimento em que se encontra (ovo, larva, juvenil ou adulto) (ARANA, 2004). Normalmente, os peixes são mais sensíveis às mudanças que ocorrem no ambiente durante as fases iniciais de desenvolvimento (LAURENCE; HOWELL, 1981).

O período que vai desde a incubação dos ovos até a larva se alimentar exclusivamente de alimento inerte, nas diferentes espécies de peixes, é caracterizado pelo rápido crescimento e, frequentemente, pela alta taxa de

mortalidade. Além do aspecto nutricional, o crescimento e a sobrevivência das larvas são influenciados, em maior ou menor grau, pelas variáveis físico-químicas da água (temperatura, salinidade, fotoperíodo, oxigênio dissolvido, amônia, pH) (ARANA, 2004).

2.3.1.1 Temperatura

Como a maioria dos peixes são ectotermos, as atividades fisiológicas (respiração, digestão, reprodução, alimentação, etc.) estão intimamente ligadas à temperatura da água (BOYD, 1990). De modo geral, em baixas temperaturas, o metabolismo é baixo e a taxa de ingestão de alimento é suficiente para manutenção, podendo não haver crescimento. Uma elevação da temperatura da água pode levar a um maior crescimento, mas, em caso de temperaturas extremas (baixas ou altas e variáveis com a espécie), pode haver mortalidade. Parker e Davis (1981) apud Arana (2004) afirmam que o metabolismo dos peixes está associado a intervalos de temperatura, denominados faixas de conforto térmico, no qual o metabolismo funciona da melhor forma possível. A faixa de conforto térmico para peixes de clima temperado é de 4°C a 25°C; para peixes de águas frias, é de 4°C a 15 °C; e para peixes tropicais, a faixa é de 25°C a 35°C.

Além da espécie, a faixa de conforto térmico pode ser alterada durante o crescimento e desenvolvimento dos peixes, havendo diferenças nos limites de tolerância para as diferentes fases do ciclo de vida. Os peixes são sensíveis às mudanças na temperatura, principalmente durante os estádios iniciais do seu desenvolvimento (ARANA, 2004; BALDISSEROTO, 2009; LAURENCE; HOWELL, 1981).

Para peixes tropicais, a temperatura da água de incubação de ovos deve ser entre 25 a 29°C. Temperaturas acima destas podem resultar em eclosão prematura e massiva mortandade de embriões e larvas na maioria das espécies. Sob condições de temperatura entre 25 a 29°C, os ovos de tambaqui, pacu, piau e curimba, por exemplo, eclodem entre 18 a 22 horas após a fecundação. Já os ovos de piraputanga, matrinxã e lambari eclodem entre 15 e 18 horas após a fecundação (KUBTIZA, 2004). O acará disco *Symphysodon aequifasciatus*, espécie ornamental

da Amazônia, de desova parcelada, deve ter seus ovos incubados em águas com temperaturas na faixa de 26°C a 32°C (MATTOS, 2011). Em outra espécie ornamental, *Melanotaenia praecox*, a temperatura de 27°C demonstrou ser a mais indicada para o desenvolvimento embrionário, devido ao melhor resultado obtido na taxa de eclosão (63, 86%) para a espécie (RADAEL, 2010).

Além da faixa de tolerância, larvas de diferentes espécies têm uma temperatura na qual melhor se adapta e se desenvolve, sendo essa temperatura chamada de temperatura ótima (BALDISSEROTO, 2009). O conhecimento da temperatura ótima para o crescimento de larvas das espécies cultivadas é um dado importante para produtores, já que permite aos mesmos controlar a temperatura da água de incubação e a larvicultura.

As espécies tropicais normalmente apresentam ótimo crescimento a temperaturas de 28 a 30°C (KUBTIZA, 2003). De fato, vários trabalhos apontam esta faixa como a de melhor crescimento de larvas de algumas espécies. CURIACOS (1999), trabalhando com *Prochilodus scrofa*, determinou 29°C como a temperatura ótima para larvas desta espécie. Em larvas de *Carassius auratus* recém-eclodidas (1,15 mg) e com 10 dias pós-eclosão (20,5 mg), Kestemont (1995) testou três temperaturas (20, 24 e 28°C) e verificou que as larvas criadas a 28°C, no maior nível de arraçoamento, foram quatro vezes maiores do que aquelas cultivadas a 20°C nas larvas recém-eclodidas e, duas vezes maiores, nas larvas com 10 dias pós-eclosão.

2.3.1.2 Salinidade

A salinidade é definida como a concentração total de íons dissolvidos na água, sendo expressa em partes por mil (ppt ou ‰), grama/litro (g L^{-1}) ou unidade de salinidade prática (psu). De acordo com Boyd (1990), a água pode ser considerada doce se a salinidade for inferior a 0,5 ppt ($0,5 \text{ g L}^{-1}$ ou 0,5 psu); já na faixa de 30 a 40 ppt, a água é considerada marinha. A água salobra corresponde a uma salinidade entre 0,5 ppt a 30 ppt (BRASIL, 2005). Uma observação de Arana (2004) é que a maioria das águas continentais no Brasil possui de 0,05 a 1,0 ppt de

salinidade. Portanto, mesmo em áreas afastadas da influência marinha, é interessante quantificar a salinidade da água para fins de pesquisa.

No início do desenvolvimento embrionário, a regulação iônica é executada por células de cloreto localizadas na pele. Essas células de cloreto apresentam o mesmo padrão de funcionamento que as dos peixes adultos (BALDISSEROTO, 2009). As primeiras células de cloreto aparecem na pele de *O. mossambicus*, adaptados à água doce, 48 horas após a fertilização. Contudo, três dias após a eclosão, antes das lamelas (estruturas relacionadas com a troca de gases nos adultos) estarem formadas, já existem células de cloreto funcionais nas brânquias. A partir daí, o principal local de regulação passam ser as brânquias, que possuem uma densidade muito maior de células de cloreto que a pele.

Em *Oncorhynchus mykiss*, as células de cloreto também aparecem nas brânquias antes do surgimento das lamelas secundárias. Nesta espécie, no momento da eclosão, 22% das células de cloreto estão nas brânquias, mas, neste momento, as brânquias correspondem a apenas 7% da superfície corporal total. No final da absorção do saco vitelínico, as brânquias possuem 75% das células de cloreto e 37% da área de trocas gasosas. Baldisseroto (2009) ainda afirma que análises morfológicas podem sub ou superestimar a capacidade fisiológica de uma determinada estrutura, mas, atualmente, parece que a função das brânquias no início do desenvolvimento larval está mais relacionada com a osmorregulação do que com a respiração, pois o número de células de cloreto nas brânquias é muito maior que na superfície corporal. Nessa fase, a pele é ainda mais do que suficiente para suprir as necessidades respiratórias da larva, mesmo levando em conta a baixa eficiência da troca gasosa cutânea.

A salinidade pode influenciar o crescimento dos peixes no gasto de energia para sua osmorregulação, pois as concentrações osmótica e iônica do plasma do peixe são diferentes das da água doce e marinha. Teoricamente, a exposição a salinidades de 7 a 9 ppt diminuiria o gradiente de concentração praticamente a zero (entre os meios externo e interno do peixe), reduzindo o gasto energético (ARANA, 2004) e esta energia poderia ser alocada para o crescimento (TSUZUKI et al., 2006). Quanto à significância deste gasto com a osmorregulação, Boeuf e Payan (2001) relatam que, em vários estudos, demonstrou-se que o gasto energético com a osmorregulação variava de 20 a 50% do total, embora os trabalhos mais recentes apontem para um gasto de no máximo 10%. Atribui-se a redução do metabolismo a

uma diminuição da energia gasta para produzir uma urina abundante em água doce. Segundo Baldisseroto (2009), este raciocínio é válido para algumas espécies eurialinas, mas, para espécies estenoalinas de água doce, o melhor é não aumentar a salinidade ou estabelecer no máximo valores entre 1 - 3 ppt. Entretanto, deve-se levar em consideração o crescimento de algumas espécies estenoalinas de água doce como, por exemplo, *Carassius auratus*, que apresentou um bom crescimento em águas com salinidades de 6 ppt, além de não ter sofrido alterações fisiológicas significativas (LUZ et al., 2008). Além da espécie, deve-se levar em consideração o desenvolvimento das larvas, pois, em pacamã *Lophiosilurus alexandri*, Luz e Santos (2008) verificaram que larvas recém-eclodidas de pacamã toleram até 4 ppt, enquanto larvas com 8 dias pós-eclosão apresentaram CL(I) 50 – 96 horas de 8,94 ppt e larvas com 12 dias pós eclosão sobreviveram a 10 ppt. Segundo estes autores, a mortalidade com o incremento da salinidade é uma característica de peixes de água doce e pode ser atribuída a um aumento nos requerimentos energéticos de manutenção dos animais a diferentes salinidades.

Vários trabalhos com larvas de espécies nativas do Brasil, consideradas estenoalinas de água doce, foram realizados em água levemente salinizada e demonstraram sobrevivência e crescimento semelhantes ou superiores, quando comparados aos do tratamento de larvas criadas na água doce. A larvicultura de trairão *Hoplias lacerdae* pode ser realizada tanto em água doce, como em água salinizada, pois não houve diferenças na taxa de crescimento específico e sobrevivência nas salinidades de 0 ppt, 2 ppt e 4 ppt (LUZ; PORTELLA, 2002). Weingartner e Zaniboni-Filho (2004) verificaram que houve aumento da sobrevivência das larvas de *Pimelodus maculatus*, quando a salinidade variou de 0 até 2 ppt, caindo bruscamente na salinidade de 2,5 ppt. Já na salinidade de 5 ppt, houve mortalidade total das larvas, poucas horas após a implantação do experimento.

Larvas de jundiá têm melhores taxas de sobrevivência em água a 2 ppt do que em água doce (FONSECA et al., 2008). Em larvas de pintado *Pseudoplatystoma coruscans*, curimatã piaoa *Prochilodus costatus* e pacamã *Lophiosilurus alexandri*, Santos e Luz (2009) também recomendaram a larvicultura em água com 2 ppt de salinidade.

Utilizando sal em sistemas de larvicultura, Puello-Cruz et al. (2010) verificaram que larvas de *Betta splendens* podem ser criadas a uma salinidade de 5

ppt sem afetar os parâmetros de crescimento e sobrevivência, tendo como vantagem, sobre a larvicultura em 0 ppt, a ausência do dinoflagelado *Piscinoodinium* sp. sobre a superfície do corpo das larvas. Para larvas de pacamã *Lophiosilurus alexandri*, Luz e Santos (2008) recomendam salinidades de até 4 ppt para larvas recém-eclodidas e 6 ppt para larvas com 8 e 12 dias de vida, para tratamentos preventivos a patógenos.

O emprego de meio salino na concentração de 2 ppt de sal também foi eficiente como método profilático ao íctio, sem comprometer o crescimento das larvas de jundiá. Na ausência do sal, foi registrada a infestação pelo íctio com mortalidade total das larvas, de acordo com Fonseca et al. (2008).

Em relação à utilização de sal (cloreto de sódio) para a salinização de sistemas de incubação e larvicultura, deve-se observar que a tolerância de peixes de água doce à salinidade da água salinizada mediante a adição de cloreto de sódio, comparada com a da água do mar, é menor, visto que a água do mar contém outros íons importantes para a osmorregulação, além do Na^+ e Cl^- (BALDISSEROTO, 2009).

2.3.1.3 Fotoperíodo e intensidade de luz

Muitas atividades e padrões comportamentais dos peixes, assim como acontece em outros animais, são influenciados pelo fotoperíodo e intensidade de luz disponível. Estudos realizados sugerem a manipulação da intensidade de luz ou fotoperíodo, como ferramenta para melhorar o crescimento e sobrevivência de larvas de peixes, em locais onde esses fatores possam ser controlados, por exemplo, em unidades de produção de larvas em sistemas fechados (*hatcheries*), muito utilizados para espécies marinhas de corte e ornamentais (LEE, 2003). A luz do ambiente é captada por células fotorreceptoras específicas presentes nos olhos e na glândula pineal dos peixes. De acordo com Bouef e Le Bail (1999), as principais características da luz que influenciam no desenvolvimento dos peixes são: espectro de cor, intensidade luminosa e duração da luz (fotoperíodo). Como a intensidade e o tempo de luz se modificam com as estações do ano e o clima de determinada região, os peixes respondem diferentemente às variações dos diversos

tipos de fotoperíodo, de acordo com seu local de origem. Por exemplo, na maioria das espécies reofilicas de água doce do Brasil, como as dos gêneros *Colossoma*, *Piaractus*, *Brycon*, *Prochilodus*, entre outras, o período de reprodução coincide com os dias longos e altas temperaturas da água, associados a níveis de água em elevação. Embora as características da luz sejam muito específicas e extremamente variáveis no ambiente natural, as larvas dessas espécies são adaptadas para estas condições, para que possam aproveitar da disponibilidade de alimento vivo (zooplâncton), organismos conhecidos por servir de alimento aos peixes em seus primeiros estágios de desenvolvimento (NAKATANI et al., 1997). Esta fase é considerada crítica, devido a reduzidas taxas de sobrevivência, pela dificuldade na primeira alimentação, aliada a reservas escassas de vitelo (PORTELLA; DAWBROWSKI, 2008). De modo geral, os estudos dedicados à influência da intensidade de luz e do fotoperíodo, sobre o crescimento de larvas, relatam que a maioria das espécies de peixes precisa de um limiar (intensidade mínima abaixo da qual um estímulo deixa de produzir uma determinada resposta) para poder desenvolver-se normalmente e crescer. A maioria dos trabalhos relaciona a luz com uma melhor condição ou aptidão para localizar, capturar e ingerir presas. Este efeito sinérgico da “disponibilidade do alimento com o comprimento do dia” parece ser determinante na fase de larvicultura de peixes (BOUEF; LE BAIL, 1999).

Segundo Reynalte-Tataje et al. (2002), larvas de piracanjuba *Brycon orbignyanus* possuem maior facilidade de direcionar visualmente o ataque às suas presas, dependendo principalmente da visão para a busca do alimento. Estes pesquisadores encontraram uma correlação positiva entre sobrevivência e fotoperíodo, sendo o maior valor de sobrevivência ($88,9 \pm 9,7\%$), obtido no tratamento com 24 horas de luminosidade, e o menor valor ($58,3 \pm 8,3\%$), no tratamento com 0 hora de luz. Eles creditaram a melhor sobrevivência à maior facilidade das larvas em detectar e capturar o alimento vivo (náuplios de *Artemia*). Já nas larvas submetidas a 0 hora de luz, foi observado acentuado canibalismo, devido à dificuldade de captura do alimento vivo, além de uma maior heterogeneidade verificada nas larvas. Quanto ao crescimento, não houve diferença significativa entre o peso e comprimento, e, portanto, o fotoperíodo não influenciou no crescimento. Mas, analisando criticamente o trabalho, o alto canibalismo e, conseqüentemente, a menor densidade de estocagem pode ter influenciado no peso

final das larvas submetidas a tratamento com 0 hora de luz, o que não foi considerado pelos autores na discussão do trabalho.

Cerqueira e Brügger (2001) estabeleceram um fotoperíodo de 14 horas e testaram seis intensidades luminosas, com um controle com escuro total, e verificaram que sobrevivência média de larvas de robalo peva *Centropomus parallelus* variou entre 0,06 e 16%, dependendo significativamente ($P < 0,05$) da intensidade de luz testada. No escuro, as larvas morreram após uma semana, sem conteúdo no tubo digestivo, comprovando serem predadores visuais. Em 200 lux, a sobrevivência foi maior que em 500, 1.500 e 2.500 lux. Em 500 lux, também foi superior a 50, 100 e 2.500 lux. A insuflação da bexiga gasosa ficou entre 36,8 e 100%, independentes da intensidade de luz. Os autores recomendam uma intensidade luminosa média, de 200 a 1.500 lux, evitando valores extremos, sobretudo nas duas primeiras semanas de vida.

2.3.1.4 Oxigênio

A maioria dos peixes respira através de brânquias, mas, durante a fase larval, as trocas gasosas ocorrem através da pele. As larvas de algumas espécies apresentam uma camada rica em mioglobina, ao longo do corpo, logo abaixo da pele. Aparentemente, esta camada auxilia na captação de oxigênio (BALDISSEROTO, 2009).

No caso de incubação de ovos, este autor sugere níveis de oxigênio dissolvido acima de 6 mg L^{-1} . Citando que, quando ovos de truta marrom foram expostos a $3,4 \pm 0,4 \text{ mg L}^{-1}$ (saturação de $30 \pm 5,3 \%$) de forma contínua, a eclosão foi mais demorada, a mortalidade foi maior e as larvas foram menores que os controles ($10,8 \pm 0,2 \text{ mg L}^{-1}$ e saturação de $93,8 \pm 3,3 \%$).

Dabrowski et al. (2007) incubaram ovos de pirapitinga *Piaractus brachypomus* em águas em condições de normóxia ($5,5 - 7,5 \text{ mg L}^{-1}$) e hipóxia ($2,0 - 4,5 \text{ mg L}^{-1}$). A hipóxia resultou em sobrevivência significativamente menor dos embriões ($17,3 \pm 28 \%$) em comparação com condições de normóxia ($68,5 \pm 25\%$). Além disso, foram encontradas deformidades nas larvas quando expostas à hipóxia ($91,6 \pm 6\%$). Durante o desenvolvimento embrionário da espécie, 4 mg L^{-1} de oxigênio são

tolerados em temperaturas de 26 a 27°C, sem impacto negativo. Apesar da natureza altamente adaptável de adultos de pirapitinga, a baixa concentração de oxigênio, teores abaixo de 4 mg L⁻¹, impacta severamente a sobrevivência dos embriões.

O oxigênio dissolvido pode influenciar no crescimento dos peixes por afetar a ingestão de alimentos. De acordo com Baldisseroto (2009), quanto maior for a ingestão de alimento, maior será o consumo de oxigênio. Quando diminui a quantidade de oxigênio dissolvido na água, a ingestão de alimento diminui, pois a quantidade disponível não é suficiente para suprir um peixe bem alimentado.

De modo geral, embora a exigência de oxigênio seja diferente entre as espécies e algumas tolerem baixos teores, na maioria dos trabalhos com larvas de peixe, os autores mantêm um teor de oxigênio dissolvido acima de 4 mg L⁻¹ nos sistemas de larvicultura, evitando qualquer influência negativa no crescimento e sobrevivência das larvas devido a esta variável (JOMORI et al., 2008; LOMBARDI; GOMES, 2008; PORTO-FORESTI et al., 2010).

2.3.1.5 Resíduos nitrogenados

O nitrogênio é considerado um dos elementos mais importantes no metabolismo de ecossistemas aquáticos, em virtude da sua participação na formação de proteínas. Pode ser encontrado sob diversas formas, como a amônia não ionizada (NH₃), o nitrito (NO₂⁻), o nitrato (NO₃⁻) e amônia ionizada (NH₄⁺). As duas primeiras por seu potencial tóxico aos peixes e as duas últimas como principais fontes de nitrogênio para os produtores primários, importantes na produção de fitoplâncton na larvicultura semi-intensiva em viveiros (PEREIRA; MERCANTE, 2005).

A partir dos dados da CL₅₀ para as espécies produzidas, é possível calcular o nível máximo de amônia tóxica que pode existir na água, sem alterar o crescimento. O valor seguro seria em torno de 10% da CL₅₀. Entretanto, Baldisseroto (2009) cita que trabalhos recentes indicam que não há uma relação constante. Portanto, não recomenda que o valor de 10% da CL₅₀ seja considerado como concentração máxima para crescimento, mas que seja o parâmetro para estimar a faixa a ser

analisada em experimentos de crescimento. Exemplificando, é possível que 3% se apliquem para *Ictalurus punctatus* e 12 % para *Pimephales promelas*, uma espécie ornamental da América do Norte.

O efeito da NH_3 pode variar de acordo com a fase de vida do peixe. Não há alteração na mortalidade de ovos de truta arco-íris incubados em águas com $0,37 \text{ mg L}^{-1} \text{ NH}_3$, mas o crescimento de larvas é reduzido com $0,05 \text{ mg L}^{-1} \text{ NH}_3$ (BALDISSEROTO, 2009). A concentração letal de amônia não ionizada para larvas e juvenis pacamã foi de $0,480$ e $0,920 \text{ mg L}^{-1}$, respectivamente, com o pH da água entre 8,2 - 8,5, em testes de 96 horas (CARDOSO et al., 1996).

A toxidez do nitrito está relacionada à sua capacidade de combinar-se com a hemoglobina do sangue, formando a meta-hemoglobina, reduzindo sua capacidade de transporte de oxigênio, provocando a morte dos peixes por asfixia, mesmo havendo disponibilidade de oxigênio dissolvido na água. A coloração marrom do sangue é uma característica marcante da intoxicação por nitrito (ARANA, 2004).

O nitrato, quando comparado à amônia não ionizada e ao nitrito, é a forma menos tóxica dos resíduos nitrogenados (RODRIGUES et al., 2011). Mas, de acordo com Hamlin (2006), este composto pode torna-se potencialmente tóxico em sistemas de recirculação de água (sistemas fechados), em que altos níveis podem ser alcançados como resultado da nitrificação da amônia.

A toxicidade do nitrato foi associada com a formação de meta-hemoglobina no sangue do peixe, diminuindo a capacidade de transporte oxigênio. Rodrigues et al. (2011) verificaram hiperplasia branquial com completa fusão lamelar em juvenis de cobia, de acordo com o aumento da concentração de nitrato (500 a 3000 ppm NO_3^-) o que, com certeza, causa deficiência no transporte de oxigênio.

De modo geral, práticas de manejo que aumentam a concentração de oxigênio, como a renovação da água e a aeração, associadas a uma densidade de estocagem e a um programa nutricional adequado, evitam a ocorrências do acúmulo de resíduos nitrogenados em sistemas de larvicultura. O monitoramento dos resíduos nitrogenados na fase de larvicultura é imprescindível.

2.3.1.6 pH

O pH é definido como o logaritmo negativo da concentração dos íons H^+ na água, e seus valores indicam se a água possui reação ácida ou alcalina. A escala de pH compreende os valores de 0 a 14, na qual o pH 7 indica um pH neutro (BOYD, 1990). Este autor cita que valores extremos de pH, aumentam a proliferação de muco sobre a brânquia, e este excesso prejudica as trocas gasosas e iônicas realizadas através da brânquia. Portanto, o pH da água faz parte de um importante mecanismo de homeostase em peixes e variações na sua constância são reportadas como causas de distúrbios no equilíbrio ácido básico e na regulação iônica (COPATTI; AMARAL, 2009).

Os peixes, de maneira geral, têm seu desenvolvimento mais satisfatório em águas próximas da neutralidade, com pH entre 6,5 a 9 (BOYD, 1990). Para larvas de carpa comum, considera-se que a melhor faixa de pH é de 6,8 – 7,5. Em pH 5,0, ocorreram maior mortalidade e deformação de larvas dessa espécie (JEZIERSKA; BARTNICKA, 1995). Oyen et al. (1991) também registraram o aumento da mortalidade dos ovos de carpa comum, no intervalo de pH entre 4,75 e 5,20, além de atraso no desenvolvimento dos embriões que sobreviveram, e do aumento da incidência de deformações na notocorda, no intervalo de pH entre 4,75 e 5,00. Em truta arco-íris, águas com pH 4,5 afetaram a gametogênese e induziram a deformação de 11% dos embriões fertilizados.

Valores de pH 5,5 e 6,0 reduziram o comprimento, peso e sobrevivência de larvas de jundiá, comparados com as larvas mantidas em pH entre 8,0 e 8,5 (LOPES et al., 2001). Ferreira et al. (2001), trabalhando com larvas de mesma espécie, verificaram que, independentemente da temperatura, as larvas submetidas a pH 5 morreram. Graeff et al. (2007) verificaram que o efeito da dureza na fertilização e do desenvolvimento de larvas de jundiá depende do pH da água. Os autores recomendam para a fertilização um pH de 7,5 a 8 e uma dureza de 40 mg L^{-1} de CaCO_3 . Já para o desenvolvimento das larvas, recomendam a mesma dureza, com um pH de 8,0.

Larvas de curimba *P. lineatus* podem ser produzidas em uma ampla faixa de pH da água. Após 72 horas de experimento, Zaniboni-Filho et al. (2008) verificaram as maiores taxas de sobrevivência entre pH 4,8 e 9,2. As taxas de sobrevivência

diminuem para cerca de 50% em pH superior a 9,4 e, para praticamente 0, em pH abaixo de 4,5. Porém é importante observar que algumas espécies, como o tambaqui e o acará disco, apresentam baixo crescimento e ficam mais susceptíveis a doenças quando mantidas em água com pH acima de 7 (VIDAL JUNIOR, 2013).

2.3.2 Densidade de estocagem

A densidade de estocagem é um dos fatores que afetam a sobrevivência (LUZ; ZANIBONI FILHO, 2002) e o crescimento (BASKERVILLE-BRIDGES; KLING, 2000; BOLASINA et al., 2006). A densidade de 60 larvas L⁻¹, em água doce ou salinizada a 2‰, pode ser utilizada na larvicultura do pacamã *Lophiosilurus alexandri*, e otimizar o uso do laboratório para a produção de juvenis (LUZ; SANTOS, 2008). O aumento na produção, em razão da densidade de estocagem, também foi registrado na larvicultura de *P. maculatus* (LUZ; ZANIBONI FILHO, 2002) e *H. lacerdae* (LUZ; PORTELLA, 2005).

Densidades muito elevadas também podem ser prejudiciais, em razão da maior quantidade de alimento utilizada e sua conseqüente degradação, e da maior excreção de resíduos nitrogenados pelos peixes, com prejuízos na qualidade da água (JOBILING, 1994). Em sistema de produção de larvas em tanques (64 m²), Nascimento & Mello (1989) testaram três densidades de estocagem (100, 200 e 400 larvas m²⁻¹) de larvas de carpa comum (*Cyprinus carpio*) por 30 dias e observaram quedas no incremento em peso e sobrevivência, com o aumento de densidade.

Soares et al. (2002), com o objetivo de avaliar a influência da densidade de estocagem no desenvolvimento inicial de larvas de quinguio *Carassius auratus*, um ciprinídeo ornamental, forneceram, para as larvas, quantidades proporcionais de alimento vivo (náuplio de *Artemia*) e inerte (ração 40% de PB) e testaram as densidades de 0,5; 1,00; 1,5 e 2,0 larvas L⁻¹. Os autores verificaram que o aumento na densidade de estocagem influencia o desenvolvimento das larvas de quinguio, levando à redução nos parâmetros de crescimento. Entretanto, a maior densidade de estocagem testada (2 larvas L⁻¹) foi recomendada para a larvicultura de quinguio, porque este apresentou maior biomassa, devido à densidade de estocagem não ter influenciado significativamente na sobrevivência.

No geral, as densidades de estocagem de espécies marinhas criadas nos Estados Unidos variam entre 20 e 40 larvas L⁻¹ (LEE; OSTROWSKI, 2001). Para as espécies de peixes neotropicais, podem ser adotadas densidades de estocagem, na larvicultura intensiva, de 15 a 30 larvas L⁻¹ (ZANIBONI FILHO, 2000). Entretanto, para *Hoplias lacerdae*, espécie neotropical carnívora, a larvicultura intensiva pode ser realizada com densidade de até 90 larvas L⁻¹, sem afetar o desempenho dos animais e a produção (LUZ; PORTELLA, 2005).

Densidades de estocagem utilizadas na larvicultura intensiva, em experimentos visando à realização de trabalhos de alimentação e nutrição, encontram-se resumidos na tabela abaixo.

Tabela 1- Densidades de estocagem de larvas de diferentes espécies de peixes.

Espécie	Nome vulgar	Densidade (Larvas L ⁻¹)	Referência
<i>Piaractus mesopotamicus</i>	Pacu	10	JOMORI et al., 2008
<i>Colossoma macropomum</i> x <i>Piaractus mesopotamicus</i>	Tambacu	10	LOMBARDI; GOMES, 2008
<i>Piaractus mesopotamicus</i>	Pacu	10	TESSER et al., 2005
<i>Pseudoplatystoma coruscans</i>	Pintado	10	TAKATA, 2007
<i>Paralichthys orbignyanus</i>	Linguado	3	ROCHA et al., 2008
<i>Pseudoplatystoma coruscans</i>	Pintado	4	GUERRERO-ALVARADO, 2003

2.3.3 Alimento vivo na larvicultura de peixes

O crescimento da piscicultura ornamental marinha e de água doce no mundo é impulsionado pelo aumento da procura de novas espécies ou variedades de peixes pelos aquaristas, sempre ávidos por novas espécies ou variedades de peixes e, em alguns casos, pela pressão da redução dos estoques naturais (MANDAL et al., 2010; OLIVOTTO et al., 2011; TLUSTY, 2002). Para suprir este mercado em crescimento, aliado à preservação dos estoques naturais, é necessário o desenvolvimento de novas tecnologias ou a adaptação das tecnologias já existentes para peixes de corte (DHERT et al., 1997), visando ao aprimoramento da larvicultura destas espécies, permitindo, por meio da aquicultura, a oferta de juvenis em qualidade e quantidade.

A principal causa de insucessos na fase de larvicultura de peixes tropicais de água doce são as altas taxas de mortalidade por inanição (SENHORINI et al., 1991). A disponibilidade de organismos zooplanctônicos no ambiente aquático é fundamental, pois estes são as principais fontes de nutrientes necessários ao desenvolvimento das larvas, como as proteínas, aminoácidos livres e ácidos graxos essenciais, dentre outras (PORTELLA et al., 2002).

Em aquicultura, independentemente do sistema de produção, quando se seleciona o alimento que se vai fornecer para larvas, deve-se levar em consideração os seguintes aspectos acerca do alimento (GUEVARA; GUEVARA, 2008): deve ser facilmente percebido pelas larvas; o tamanho deve ser adequado para o tamanho da boca das larvas; deve ser digerido pela larva; deve ter um alto valor nutricional, especialmente em ácidos graxos altamente insaturados (HUFAS) requeridos para o crescimento e a sobrevivência das larvas; e deve ser produzido em larga escala.

É consenso entre os pesquisadores que o uso de alimento vivo, na fase inicial de desenvolvimento das larvas de espécies altriciais, proporciona melhores resultados de sobrevivência e crescimento, quando comparados aos obtidos com a utilização de dietas artificiais (KOLKOVSKI, 2001). Por isso, há a dependência dos alimentos vivos na alimentação inicial (PORTELLA et al., 2002; PORTELLA; DAWBROWSKI, 2008; TESSER, 2002). O sucesso da produção intensiva de juvenis é dependente da produção em massa de alimento vivo para a alimentação inicial das larvas (LIM et al., 2003). A disponibilidade de grandes quantidades de rotíferos (*Brachionus plicatilis* e *Brachionus rotundiformis*) e náuplios de *Artemia* para atender às diferentes fases de produção contribui para a produção de juvenis de pelo menos 60 espécies de peixes ósseos marinhos (DHERT, 1997).

O principal sistema de produção de juvenis de peixes de corte utilizado no Brasil é a estocagem de larvas, após a abertura da boca, em viveiros de terra previamente adubados, visando à produção de organismos zooplanctônicos composto principalmente por rotíferos, cladóceros e copépodes no ambiente aquático (CESTAROLI; PORTELLA, 1994). Uma das principais dificuldades encontradas pelos pesquisadores está na produção em grande escala do zooplâncton nativo de água doce para a utilização destes para uma larvicultura intensiva.

Organismos mais utilizados como alimento vivo, produzidos em laboratório, na fase inicial de alimentação de larvas de peixes, incluem rotíferos e náuplios de

Artemia, ambos de origem marinha. Os rotíferos, principalmente o *Brachionus plicatilis*, vêm sendo usados como alimento vivo para larvas de peixes marinhos e de água doce, desde a década de 60 (PORTELLA et al., 1997). Larvas que apresentam abertura da boca muito pequena, no início da alimentação exógena, recebem um esquema alimentar começando com *B. rotundiformes*, depois *B. plicatilis* e, posteriormente, náuplios e metanáuplios de *Artemia sp.* (PORTELLA et al., 2002).

A utilização de náuplios de *Artemia*, como alimento vivo, destaca-se dos outros alimentos vivos pela facilidade de sua produção em laboratório (KOLKOVSKY et al., 1997), aliada à disponibilidade de cistos no mercado mundial e ao conhecimento da tecnologia de cultivo (TREECE, 2000).

A utilização dos náuplios de *Artemia* na larvicultura de peixes de água doce produzidos no Brasil tem demonstrado ser uma alternativa para melhorar a sobrevivência e o desempenho de crescimento de algumas espécies, quando comparados a outros tipos de alimentos inertes (JOMORI et al., 2005; TESSER et al., 2005) ou vivo testados (LOMBARDI; GOMES, 2008; SOARES et al., 2000). Estes podem ser oferecidos desde a primeira alimentação, com boa aceitação entre as várias espécies de água doce (BEUX; ZANIBONI FILHO, 2007; FEIDEN et al., 2006; JOMORI et al., 2003; LUZ; PORTELLA, 2005; LUZ; ZANIBONI FILHO, 2001).

Náuplios de *Artemia sp.* recém-eclodidos foram utilizados com sucesso como primeiro alimento de larvas de acará-bandeira *Pterophyllum scalare* (ALVARADO-CASTILLO, 2010; CHELLAPPA et al., 2010; LEITAO et al., 2007). Ao final de 15 dias de larvicultura, Leitão et al. (2007) obtiveram entre 83,3 e 93,8% de sobrevivência de larvas de acará-bandeira e recomendaram a utilização de náuplios de *Artemia* a um nível de alimentação de 490 náuplios larva⁻¹ dia⁻¹, após testarem cinco níveis de náuplios. Para larvas de quinguio *Carassius auratus*, outra espécie ornamental, Soares et al. (2000) verificaram que náuplios de *Artemia* constituem um alimento mais adequado do que o plâncton selvagem utilizado. Segundo estes autores, um dos fatores que pode contribuir com menor crescimento e sobrevivência das larvas alimentadas com plâncton selvagem em comparação aos náuplios de *Artemia* é a ausência de cladóceros. À medida que as larvas crescem, necessitam de uma presa maior do que os rotíferos e, na maioria das vezes, os organismos mais abundantes são copépodes, que apresentam maior

capacidade de escape, quando comparados à dos cladóceros. É possível que as larvas não capturem com eficiência esses organismos.

O fornecimento de náuplios de *Artemia* como alimento vivo, durante os estágios iniciais de desenvolvimento, já foi estudado com sucesso para larvas de outras espécies de peixes de água doce, como o pacu *Piaractus mesopotamicus* (JOMORI et al., 2003; TESSER; PORTELLA, 2006), o tambacu *Colossoma macropomum X Piaractus mesopotamicus* (LOMBARDI; GOMES, 2008), cascudo preto *Rhinelepis aspera* (LUZ; SANTOS, 2010), piaçu *Leporinus macrocephalus* (CERICATO, 2005).

Embora eficiente, o fornecimento de alimento vivo por um período muito extenso pode criar barreiras econômicas significativas para uma produção comercial (JOMORI et al., 2005; ROCHA et al., 2008) de juvenis. Estratégias de substituição do alimento vivo de forma precoce vêm sendo testadas para várias espécies, com o objetivo de determinar o período de fornecimento que não influencie negativamente no crescimento e na sobrevivência das larvas.

2.3.4 Substituição do alimento vivo pelo inerte na larvicultura de peixes

Os peixes demandam uma fonte de energia para a manutenção das funções corporais (metabolismo basal), crescimento e reprodução (LAZO et al., 2011). A larva recém-eclodida é dependente das reservas de vitelo e, quando completamente absorvida, necessitará ingerir alimento exógeno para satisfazer as demandas crescentes de energia.

Segundo Portella et al. (2002), há três principais procedimentos adotados para alimentação inicial de larvas de peixes. O primeiro é o uso de zooplâncton coletado no ambiente natural ou a estocagem de larvas, após a abertura da boca, em viveiros de terra previamente adubados. O segundo é a larvicultura intensiva com o uso de organismos planctônicos (rotíferos, cladóceros, copépodes, *Artemia*) cultivados em laboratório. O terceiro é a introdução precoce de alimento inerte, principalmente rações. Exemplos no Brasil são os trabalhos de Gamboa-Delgado et al, 2008, Jomori et al., 2005, Jomori et al., 2008, Leonardo et al, 2005, Takata, 2007.

Na maioria das espécies de larvas estudadas, o tubo digestório, logo após a eclosão, aparece histologicamente como um tubo reto e indiferenciado e, deve passar por desenvolvimento adicional e diferenciação, para que o alimento exógeno possa ser ingerido e digerido com eficiência (LAZO et al., 2011).

As maiores alterações do aparelho digestório de peixes acontecem durante o período de desenvolvimento larval (MACIEL, 2006). Um entendimento da ontogenia do aparelho digestório e de suas propriedades funcionais é necessário para aumentar a compreensão de quando o intestino larval está funcionalmente preparado para digerir alimentos vivos (KUROKAWA et al., 1995) e formulados (SARASQUETE et al., 1995). Auxiliando a superação de um dos principais complicadores da fase de larvicultura de peixes, a substituição completa ou parcial do alimento vivo por uma dieta inerte (PORTELLA; DABROWSKI, 2008). Esta fase é considerada crítica na larvicultura, da maioria das espécies de peixes, afetando as taxas de sobrevivência e crescimento, principalmente nas larvas denominadas altriciais, as quais apresentam escassa reserva de vitelo e não possuem o sistema digestório completamente formado e funcional ao iniciarem a alimentação exógena (KOLKOVSKI, 2001), ficando altamente dependentes de alimentos vivos na sua alimentação inicial (PORTELLA et al., 2002; TESSER, 2002).

As estratégias de substituição do alimento vivo pelo inerte podem ser feitas abruptamente, substituindo totalmente o alimento vivo pelo inerte, ou de forma gradual, iniciando com um período de alimentação conjunta (coalimentação), reduzindo o alimento vivo e aumentando gradualmente o fornecimento de ração inerte, até o fornecimento exclusivo de ração inerte (KUBITZA, 1995). Nas espécies carnívoras, há ainda a necessidade de submetê-las a um condicionamento alimentar nas fases jovens, quando geralmente não aceitam voluntariamente rações secas. No Brasil, estratégias de condicionamento alimentar foram desenvolvidas e aplicadas em robalo peba, *Centropomus paralellus* (ALVES JÚNIOR; CERQUEIRA; BROW, 2006); robalo flecha, Trairão, *Hoplias cf. lacerdae* (LUZ et al., 2002); Pintado *Pseudoplatystoma coruscans*, (LEONARDO et al., 2005); pirarucu, *Arapaima gigas* (CAVERO et al., 2003); surubim-do-iguazu, *Steindachneridion melanodermatum* (FEIDEN, et al., 2006); Black bass, *Micropterus salmoides* (FEIDEN et al., 2008).

Nos experimentos conduzidos visando à alimentação e nutrição de larvas de peixes, geralmente há um tratamento com oferta exclusiva de alimento inerte, suprimindo integralmente o alimento vivo, para verificar se a larva da espécie

estudada está apta a ingerir e aproveitar o alimento inerte, como única fonte de nutrientes na sua primeira alimentação exógena. Verificou-se mortalidade total das larvas de pacu *Piaractus mesopotamicus*, tambacu *Piaractus mesopotamicus* X *Colossoma macropomum*; quinguio *Carassius auratus*, comprovando a dependência destas espécies da oferta de alimento vivo como primeiro alimento (LOMBARDI; GOMES, 2008; SOARES et al., 2000; TESSER, 2002).

Mesmo que seja possível a alimentação de pacu, piauçu e acará-bandeira com alimento inerte desde o início da alimentação exógena, foi comprovado por Jomori et al. (2008), Cericato (2005) e Alvarado-Castillo (2010), respectivamente, que tal prática é inviável economicamente.

Alguns estudos mostraram que mesmo a substituição muito precoce do alimento vivo pelo inerte pode levar a uma redução no crescimento das larvas, comparativamente ao crescimento observado com a oferta do alimento vivo (PORTELLA et al., 1999; TESSER, 2002).

Lombardi; Gomes (2008) avaliaram a substituição de náuplios de *Artemia salina* (alimento vivo) por cyclop-eeze e ovo de *Artemia salina* (alimentos inertes) na larvicultura intensiva de tambacu. Estes autores verificaram que o alimento vivo é fundamental para maior sobrevivência de larvas de tambacu durante os dez primeiros dias. Na segunda fase do experimento, os autores realizaram 3 dias de coalimentação, substituindo a *Artemia* pelas dietas inertes, e verificaram que, apesar de as larvas alimentadas com ovo de *Artemia salina* apresentarem crescimento, sobrevivência e desempenho produtivo similares aos da oferta de náuplios de *Artemia salina*, sendo o custo com o alimento inerte quase duas vezes maior.

Um aspecto fundamental na prática da alimentação conjunta é o tempo de manutenção do alimento vivo. Avaliando a sobrevivência de larvas de *Piaractus mesopotamicus*, Tesser (2002) considerou que a alimentação conjunta de náuplios de *Artemia* e dieta microencapsulada por 9 dias é uma estratégia adequada para a larvicultura da espécie, mesmo com um crescimento inferior ao do tratamento com alimento vivo. Sugeriu ainda a necessidade de mais pesquisas na área de processamento de dietas inertes, para que se possa aperfeiçoar a aceitação destas, precocemente, pelas larvas de pacu. Vega-Orellana (2003) relata a importância da transição do alimento vivo para rações inertes em dourado, sugerindo que a ração poderá ser fornecida, de forma gradual, a partir do sétimo dia após a eclosão.

Tesser (2002) constatou a mortalidade total das larvas alimentadas exclusivamente com dieta microencapsulada no 16º dia de vida, indicando que a dieta não foi adequada como alimento inicial para larvas de pacu. E recomenda, para a espécie, o protocolo de 6 dias de alimentação com náuplios de *Artemia*, seguido de 9 dias de coalimentação, antes de realizar a transição para a dieta microencapsulada inerte. Com a adoção deste protocolo, garantiram-se 82% de sobrevivência, embora tenha registrado menores taxas de crescimento, comparado à do tratamento que recebeu exclusivamente alimento vivo durante o período experimental.

A utilização de uma dieta inerte (ração) como primeira e única fonte alimentar na larvicultura de acará-bandeira, mesmo possível, ainda é inviável em termos produtivos, devido à baixa taxa de sobrevivência (ALVARADO-CASTILLO, 2010). Constatou-se alta dependência das larvas pelo alimento vivo na fase inicial do desenvolvimento, fato que melhora o estado nutricional das mesmas e, posteriormente, facilita uma melhor aceitação da dieta inerte. Neste mesmo trabalho, verificou-se a possibilidade da substituição do alimento vivo por inerte 15 dias após o início da alimentação exógena (39 mg), com um período de coalimentação de 3 dias, sem prejudicar o crescimento e sobrevivência.

A estratégia de coalimentação é utilizada com o objetivo de superar a inabilidade do sistema digestivo pouco desenvolvido no estágio inicial de desenvolvimento das larvas. Este procedimento aumenta a digestão e a absorção de dietas inertes na presença do alimento vivo dentro do intestino (KOLKOVSKI et al., 1997). Esta técnica pode resultar em diminuição de custos de produção, baixas taxas de mortalidade larval e uma maior assimilação do alimento inerte.

Kolkovski et al. (1997) e Kolkovski (2001) sugerem que os náuplios de *Artemia* influenciam de duas maneiras na ingestão, digestão e absorção de rações microencapsuladas durante a coalimentação. A primeira, por meio de estímulos químicos, quando a liberação de aminoácidos livres ativaria os receptores da larva, estimulando o apetite e orientando-as para as presas. A segunda, mediante a influência direta da composição bioquímica do náuplio no processo de digestão e absorção dos nutrientes pelas larvas.

Tesser; Portella (2003) relataram que grânulos de dieta microencapsulada coletados no trato digestório de larvas de pacu, coalimentadas com náuplios de *Artemia*, apresentavam maiores áreas de degradação que os retirados do trato de

larvas alimentadas exclusivamente com a dieta seca, o que denota influência dos náuplios de *Artemia* sobre a degradação da dieta inerte. Tesser et al. (2005) verificaram aumento na ingestão do alimento inerte por larvas de pacu, quando estas se encontram na presença de náuplios de *Artemia*, em virtude dos estímulos visuais e químicos do alimento vivo e do estímulo visual da ração (TESSER; PORTELLA, 2006).

Com o emprego da estratégia de coalimentação, podem-se obter taxas de crescimento similares ou melhores que as alcançadas com fornecimento exclusivo de *Artemia* (PERSON LE RUYET et al., 1993). Foi relatado, por Soares et al. (2000), que a utilização do alimento vivo associado à ração mostra-se mais eficaz, proporcionando maiores valores de biomassa e índice de crescimento para pós-larvas de quinguio (*Carassius auratus*). Estes mesmos autores analisaram que a alimentação com náuplios de *Artemia* sp., constitui um alimento mais adequado do que o plâncton selvagem. Assim sendo, torna-se mais interessante a utilização desse alimento em conjunto com a ração na alimentação de larvas de quinguio.

3. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALVARADO-CASTILLO, J. D. **Substituição precoce do alimento vivo pelo alimento inerte na larvicultura do acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*)**. Jaboticabal - SP: Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2010. 57p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2010.

ALVES JUNIOR, T. T.; CERQUEIRA, V. R.; BROWN, J. A. Early weaning of fat snook (*Centropomus parallelus* Poey, 1864) larvae. **Aquaculture**, v. 253, p. 334-342, 2006.

ANDRADE, D. R.; YASUI, G. S. O manejo da reprodução natural e artificial e sua importância na produção de peixes no Brasil, **Rev. Bras. Reprod. Anim.**, Belo Horizonte, v. 27, p. 166-172, 2003.

ARANA, L. V. Princípios químicos de qualidade da água em aquicultura: uma revisão para peixes e camarões. Florianópolis: Ed. UFSC, 2004. 231p.

BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura**. 2. Ed. Santa Maria: UFSM, 2009. 352p.

BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura**. Santa Maria: UFSM, 2002. 212p.

BASKERVILLE-BRIDGES, B.; KLING, L. J. Larval culture of Atlantic cod (*Gadus morhua*) at high stocking densities. **Aquaculture**, v. 181, p. 61-69, 2000.

BEUX, L. F.; ZANIBONI-FILHO, E. Survival and growth of pintado *Pseudoplatystoma coruscans* post-larvae on different salinity levels. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 50, p. 821-829, 2007.

BOCK, C. L.; PADOVANI, C. R. Considerações sobre a reprodução artificial e alevinagem de pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) em viveiros. **Acta Scientiarum**, v. 22, p. 495-501, 2000.

BOEUF, G.; LE BAIL, P. Does light have an influence on fish growth? **Aquaculture**, v. 177, p. 129-152, 1999.

BOEUF, G.; PAYAN, P. How should salinity influence fish growth? **Comparative Biochemistry and Physiology Part C**, v. 130, p. 411-423, 2001.

BOLASINA, S.; TAGAWA, M.; YAMASHITA, Y.; TANAKA, M. Effect of stocking density on growth, digestive enzyme activity and cortisol level in larvae and juveniles of Japanese flounder, *Paralichthys olivaceus*. **Aquaculture**, v. 259, p. 432-443, 2006.

BORÇATO, L. F.; BAZZOLI, N.; SATO, I. Embriogenesis and larval ontogeny of the "piau-gordura", *Leporinus piau* (Fowler) (Pisces, Anostomidae) after induced spawning. **Revista Brasileira de Zoologia**, v. 21, p. 117-122, 2004.

BOYD, C. E. **Water quality in ponds for aquaculture**. Alabama Agricultural Experiment Station. Auburn University, Alabama. Fisheries and Allied Aquacultures Dept., 1990. 482p.

BRASIL, Resolução N° 357, de 17 de março de 2005. Dispõe sobre a classificação dos corpos de água e diretrizes ambientais para o seu enquadramento, bem como estabelece as condições e padrões de lançamento de efluentes, e dá outras providências. Diário Oficial da República, 18 de março de 2005. Brasil, **Secretaria**

de **Assuntos Estratégicos (SAE)**. Disponível em <http://www.sae.gov.br/site/?p=3095>. Acesso em: 04 ago. 2010.

CARDOSO, E. L.; CHIARINI-GARCIA, H.; FERREIRA, R. M. A.; POLI, C. R. Morphological changes in the gills of *Lophiosilurus alexandri* exposed to unionized ammonia. **Journal of Fish Biology**, v. 49, p. 778-787, 1996.

CASTAGNOLLI, N.; CYRINO, J. E. P. **Piscicultura nos trópicos**. São Paulo: Manole, 1986. 152 p.

CAVERO, B. A. S.; ITUASSÚ, D. R.; PEREIRA-FILHO, M.; ROUBACH, R.; BORDINHON, A. M.; FONSECA, F. A. L.; ONO, E. A. Uso de alimento vivo como dieta inicial no treinamento alimentar de juvenis de pirarucu. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v. 38, p. 1011-1015, 2003.

CERICATO, L. **Substituição do alimento vivo pelo artificial e morfologia do sistema digestório de larvas de piau, *Leporinus macrocephalus***. Jaboticabal – SP: Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2005. 72p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2005.

CERQUEIRA, V. R.; BRÜGGER, A. M. Effect of light intensity on initial survival of fat snook (*Centropomus parallelus*, Pisces: Centropomidae) Larvae. **Brazilian archives of biology and technology**, v. 44, p. 343-349, 2001.

CESTAROLI, M. A.; PORTELLA, M. C. Larvicultura de peixes uma abordagem em escala piloto. **Comum. Pesqui. Agropec**, v. 12, n. 2, p. 28-29, 1994.

CHELLAPPA, S.; YAMAMOTO, M. E.; CACHO, M. S. R. F. Biologia, comportamento e reprodução do peixe ornamental, acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*). In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L. C. **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Brasil: Editora UFSM, 2010. p. 477-488.

CHOW, K. W. **Microencapsulated egg diets for fish larvae**. Feed Technology; Rome, UNDP/FAO, ADCP/REP/80/11, p. 355-361, 1980.

COPATTI, C. E.; AMARAL, R. Osmorregulação em juvenis de piava, *Leporinus obtusidens* (CHARACIFORMES: ANASTOMIDAE), durante trocas do pH da água. **Biodivers. Pampeana**, v. 7, n. 1, 2009.

CURIACOS, A. P. J. **Efeito da temperatura no desenvolvimento inicial de larvas de "curimbatá" *Prochilodus scrofa* Steindachner, 1881 (Characiformes, Prochilodontidae)**. Florianópolis – SC: Universidade Federal de Santa Catarina, 1999. 91p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Universidade Federal de Santa Catarina, 1999.

DABROWSKI, K.; RINCHARD, J.; OTTOBRE, J. S.; ALCANTARA, F.; PADILLA, P.; CIERESZKO, A.; JESUS, M. J.; KOHLER, C. C. Effect of Oxygen Saturation in Water on Reproductive Performances of Pacu *Piaractus brachypomus*. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 34, p. 441-449, 2007.

DAMAZIO, A. **Criando o Betta**. 2.Ed. Rio de Janeiro: Inter-Revistas, 1992. 80p.

DHERT, P.; LIM, L. C.; CANDREVA, P.; VAN DUFFEL, H.; SORGELOOS, P. Possible applications of modern fish larviculture technology to ornamental fish production. **Aquarium Sciences and Conservation**, v. 1, p. 119-128, 1997.

DUARTE, S. C. **Ontogenia inicial e consumo de vitelo em embriões de *Betta splendens***. Goiânia – GO: Universidade Católica de Goiás, 2009. 52p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura Continental) - Curso de Aquicultura Continental da Universidade Católica de Goiás, 2009.

DZIEWECZYNSKI, T. L.; LEOPARD, A. K. The effects of stimulus type on consistency of responses to conflicting stimuli in Siamese fighting fish. **Behavioural Processes**, v. 85, p. 83-89, 2010.

FAO. **The state of world fisheries and aquaculture 2006**. Food and Agriculture Organization of the United Nations. Rome. 180p. 2007.

FARIA, P. M. C.; CREPALDI, D. V.; TEIXEIRA, E. A.; RIBEIRO, L. P.; SOUZA, A. B.; CARVALHO, D. C.; MELO, D. C.; SALIBA, E. O. S. Criação, manejo e reprodução do peixe *Betta splendens*. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 30, p. 134-149, 2006.

FEIDEN, A.; FERRARI, E.; BOSCOLO, W. R.; FREITAG, M.; COLDEBELLA, A.; HINNAH, L.; SIGNOR, A. A. Desempenho e sobrevivência de alevinos de Black bass (*Micropterus salmoides*, Lacepède 1802), submetidos ao condicionamento alimentar, utilizando diferentes patês protéicos. **Seminário: Ciências Agrárias**, Londrina, v. 29, n. 2, p. 449-458, 2008.

FEIDEN, A.; HAYASHI, C. & BOSCOLO, W. R. Desenvolvimento de larvas de surubim-do-iguaçu (*Steindachneridion melanodermatum*) submetidas a diferentes dietas. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 35, p. 2203-2210, 2006.

FERREIRA, A. A.; NUNER A. P. O.; ESQUIVEL J. R. Influência do pH em ovos e larvas de jundiá, *Rhamdia quelen* (Osteichthyes: Siluriformes). **Acta Sci.** v. 23, p. 477-481, 2001.

FERREIRA, A. V. et al. Eventos morfo-fisiológicos da ontogenia em ovos de lambari-do-rabo-amarelo *Astyanax aff. A. bimaculatus*, Linnaeus, 1758. In: AQUACIÊNCIA. 2006, Bento Gonçalves. **Anais...** Bento Gonçalves: Aquaciência, 2006. p. 59-60. CD-ROM.

FERREIRA, A. V.; VIDAL JUNIOR, M. V; ANDRADE, D. R; YASUY, G. S.; MENDONÇA, P. P.; MATTOS, D. C. Consumo de vitelo durante o desenvolvimento embrionário de melanotênia-maçã, *Glossolepis incisus*, WEBER 1907 (*Melanotaeniidae*). **Ciência Animal Brasileira**, v. 10, n. 3, p. 721-729, 2009.

FISHBASE. **Botia lohachata.** Disponível em: <http://www.fishbase.us/summary/speciessummary.php?id=12253>. Acesso em: 12 de fev. 2013.

FONSECA, A. P.; MOTOYAMA, I. S.; POUHEY, J. L. O. F.; ROBALDO, R. B. **Efeito da salinidade na sobrevivência e crescimento de larvas de jundiá *Rhamdia cf. quelen*.** In: XVII CONGRESSO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA. X ENCONTRO DE PÓS-GRADUAÇÃO. Universidade Federal de Pelotas. 12 a 14 nov. 2008.

FUJIMOTO, T. et al. Developmental stages and germ cell lineage of de loach (*Misgurnus anguillicaudatus*). **Zoological Society Of Japan**, v. 23, p. 977-989, 2006.

FUJIMOTO, T. et al. Embryonic stages from cleavage to gastrula in the loach *Misgurnus anguillicaudatus*. **Zoological Society Of Japan**, v. 21, p. 747-755, 2004.

GAMBOA-DELGADO, J.; CAÑAVATE, J. P.; ZEROLO, R.; LE VAY, L. Natural carbon stable isotope ratios as indicators of the relative contribution of live and inert diets to growth in larval Senegalese sole (*Solea senegalensis*). **Aquaculture**, v. 280, p. 190-197, 2008.

GRAEFF, A.; TOMAZONI, A. F.; PRUNER, E. N.; MARAFON, A. T. Influência da dureza e do pH no desenvolvimento do jundiá *Rhamdia quelen* na fase de

fertilização até a produção de pós-larvas. **REDVET** - Rev. electrón. vet. v. 8, n. 9, p. 1-6, 2007.

GUERRERO-ALVARADO, C. E. **Treinamento alimentar de Pintado, *Pseudoplatystoma coruscans* (Agassiz, 1829): sobrevivência, crescimento e aspectos econômicos.** Jaboticabal – SP: Universidade Estadual Paulista, Centro de Aquicultura, 2003. 72p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) -. Universidade Católica de Goiás, 2009.

GUEVARA, M. P.; GUEVARA, V. A. Zooplankton en la larvicultura de peces neotropicales. **Rev. MVZ Córdoba**, v. 13, p. 1415-1425, 2008.

HAMLIN, H. J. Nitrate toxicity in Siberian sturgeon (*Acipenser baeri*). **Aquaculture**, v. 253, p. 688-693, 2006.

HANIFFA, M. A.; BENZIGER, P. S. A.; AROCKIARAJ, A. J.; NAGARAJAN, M.; SYBY, P. Breeding behavior and embryonic development of koi carp (*Cyprinus carpio*). **Taiwania**, v. 52, p. 93-99, 2007.

HIRAMATSU, N.; HIRAMATSU, K.; HIRANO, K.; HARA, A. Vitellogenin-derived yolk proteins in a hybrid sturgeon, bester (*Huso huso x Acipencerruthenus*): identification, characterization and course of proteolysis during embryogenesis. **Comparative Biochemistry and Physiology: Part A – Molecular & integrative physiology**, New York, v. 131, p. 429-441, 2002.

IBAMA. **Diagnóstico geral das práticas de controle ligadas a exploração, captura, comercialização, exportação e uso de peixes para fins ornamentais e de aquariofilia.** Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis, Diretoria de Uso Sustentável da Biodiversidade e Florestas. Coordenador: Clemeson Pinheiro. Brasília, Versão revisada, agosto, 217p. 2008.

IBAMA. **Valores da exportação x Estados - Água Doce - 2007.** Disponível em: <http://www.ibama.gov.br/recursos-pesqueiros/areas-tematicas/estatisticapeixes_ornamentais/>. Acesso em: 24 jan. 2010.

JEZIERSKA, B.; BARTNICKA, B. The effect of pH on embryonic development of carp (*Cyprinus carpio* L.). **Aquaculture**, v. 129, n. 1-4, p. 133-134, 1995.

JOBLING, M. **Fish bioenergetics.** London: Chapman & Hall, 1994. 294p.

JOMORI, K. R. et al. Growth and survival of pacu *Piaractus mesopotamicus* juveniles reared in ponds at different initial larviculture periods indoors. **Aquaculture**, v. 221, n. 1, p. 277-287, 2003.

JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J.; GERALDO-MARTINS, M. I. E.; PORTELLA, M. C. Economic evaluation of *Piaractus mesopotamicus* juvenile production in different rearing systems, **Aquaculture**, v. 243, n. 1-4, p. 175-183, 2005.

JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J.; GERALDO-MARTINS, M. I. E.; PORTELLA, M. C. Stable carbon ($\delta^{13}\text{C}$) and nitrogen ($\delta^{15}\text{N}$) isotopes as natural indicators of live and dry food in *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) larval tissue. **Aquaculture Research**, v. 39, p. 370-381, 2008.

KAMLER, E. Resource allocation in yolk-feeding fish. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, v.18, p.143-200, 2008.

KENDALL JR. A. W.; AHLSTROM, E. H.; MOSER, H. G. Early life history stages of fishes and their characters. Ontogeny and systematics of fishes. **American Society of Ichthyologist and Herpetologist**, Kansas, v. 1, p. 11-22, 1984.

KESTEMONT, P. Influence of feed supply, temperature and body size on the growth of goldfish *Carassius auratus* larvae. **Aquaculture**, v. 136, p. 341-349, 1995.

KOLKOVSKI, S. Digestive enzymes in fish larvae and juveniles – implications and applications to formulated diets. **Aquaculture**, v. 200, p. 181-201, 2001.

KOLKOVSKI, S.; TANDLER, A.; IZQUIERDO, M. S. Effects of live food and dietary digestive enzymes on the efficiency of microdiets for seabass (*Dicentrarchus labrax*) larvae. **Aquaculture**, v. 148, p. 313-322, 1997.

KUBITZA, F. **Nutrição e alimentação dos peixes cultivados**. 3 Ed. Jundiaí, 2004. 126p.

KUBITZA, F. Preparação de rações e estratégias de alimentação no cultivo intensivo de peixes carnívoros. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE NUTRIÇÃO DE PEIXES E CRUSTÁCEOS. 1995, Campos de Jordão. **Anais...** Campinas: CBNA, 1995. p. 91-115.

KUBITZA, F. Larvicultura de peixes nativos. **Panorama da Aquicultura**, n. 77, 2003.

KUROKAWA, T., KAGAWA, H., OHTA, H., TANAKA, H., OKUZAWA, K., HIROSE, K. Development of digestive organs and feeding ability in larvae of Japanese eel (*Anguilla japonica*). **Can. J. Fish. Aquat. Sci.**, v. 52, p. 1030-1036, 1995.

LAURENCE, G. C.; HOWELL, W. H. Embryology and influence of temperature and salinity on early development and survival of yellow tail flounder (*Limanda ferruginea*). **Mar. Ecol. Prog. Ser.**, v. 6, p. 11-18, 1981.

LAZO, J. P.; DARIAS, M. J.; GISBERT, E. Digestive Development and Nutrient Requirements: Ontogeny of the digestive tract. In: HOLT, G. J. (Ed.) **Larval fish Nutrition**. Iowa: Wiley-Blackwell. 2011. 448p.

LEE, C. S. Biotechnological advances in finfish hatchery production: a review. **Aquaculture**, v. 227, p. 439-458, 2003.

LEE, C. S.; OSTROWSKI, A. C. Current status of marine finfish larviculture in the United States. **Aquaculture**, v. 200, p. 89-109, 2001.

LEITÃO, N. J.; DEL GUERRA, L. O. M.; TAKATA, R.; FERNANDES, J. B. K.; PORTELLA, M. C.; CARNEIRO, D. J. Níveis de alimentação com náuplios de *Artemia* durante a larvicultura inicial do acará-bandeira *Pterophyllum scalare*. In: I CONGRESSO BRASILEIRO DE PRODUÇÃO DE PEIXES NATIVOS DE ÁGUA DOCE, 2007, Dourados. **Anais...** 2007.

LEONARDO, A. F. G.; FERNANDES, E. B.; ASSAL, J. F.; SENHORINI, J. A. Efeito do alimento vivo e do inerte no crescimento e sobrevivência de larvas de pintado (*Pseudoplatystoma coruscans*). **Boletim Técnico CEPTA**, Pirassununga, v. 18, p. 1-8, 2005.

LIM, L. C.; DHERT, P.; SORGELOOS, P. Recent developments in the application of live feeds in the freshwater ornamental fish culture. **Aquaculture**, v. 227, p.319-331, 2003.

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

LOPES, J. M.; SILVA, L. V. F.; BALDISSEROTTO, B. Survival and growth of silver catfish larvae exposed to different water pH. **Aquaculture International**, v. 9, p. 73-80, 2001.

LUZ, R. K.; MARTÍNEZ-ÁLVAREZ, R.M.; PEDRO, N.; DELGADO, M.J. Growth, food intake regulation and metabolic adaptations in goldfish (*Carassius auratus*) exposed to different salinities. **Aquaculture**, v. 276, p. 171-178, 2008.

LUZ, R. K.; PORTELLA, M. C. Diferentes densidades de estocagem na larvicultura do trairão *Hoplias lacerdae*. **Acta Scientiarum**, v. 27, p. 95-101, 2005.

LUZ, R. K.; PORTELLA, M. C. Larvicultura de trairão (*Hoplias lacerdae*) em água doce e água salinizada. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 31, p. 829-834, 2002.

LUZ, R. K.; SANTOS, J. C .E. Densidade de estocagem e salinidade da água na larvicultura do pacamã. **Pesq. agropec. bras.**, Brasília, v. 43, n. 7, p. 903-909, 2008.

LUZ, R. K.; SANTOS, J. C. E. Effect of salt addition and feeding frequency on cascudo preto *Rhinelepis aspera* (Pisces: Loricariidae) larviculture. **J. Appl. Ichthyol.** v. 26, p. 453-455, 2010.

LUZ, R. K.; ZANIBONI FILHO, E. Larvicultura do mandi-amarelo *Pimelodus maculatus* Lacépède, 1803 (Siluriformes: Pimelodidae) em diferentes densidades de estocagem nos primeiros dias de vida. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 31, p. 560-565, 2002.

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

MACIEL, C. M. R. R. **Ontogenia das larvas de piraicanjuba, *Brycon orbignyanus Valenciennes (1849) (Characiformes, Characidae, Bryconinae)***. Viçosa – MG: Universidade Federal de Viçosa, 2006. 229p. Tese (Doutorado em Zootecnia) - Universidade Federal de Viçosa, 2006.

MANDAL, S. C.; SAHU, N. P.; KOHLI, M. P. S.; DAS, P.; GUPTA, S. K.; MUNILKUMAR, S. Replacement of live feed by formulated feed: effect on the growth and spawning performance of Siamese fighting fish (*Betta splendens*, Regan, 1910). **Aquaculture Research**, v. 41, p. 1707–1716, 2010.

MATTOS, D. C. **Efeito da temperatura na ontogenia inicial, larval e na transição alimentar de acará-disco (*Symphysodon aequifasciatus*)**. Campos dos Goytacazes - RJ: Universidade Estadual do Norte Fluminense, 2011. 65p. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal) - Universidade Estadual do Norte Fluminense, 2011.

MENEZES, J. R. R.; YANCEY, D. R. **Manual de criação de peixes**. São Paulo: Inst. Camp. Ensino Agrícola, 1984, 117p.

MOTTA, J. H. S.; FERREIRA, A. V.; RADAEL, M. C.; CARDOSO, L. D.; MATTOS, D. C.; VIDAL JUNIOR, M. V. Período de transição alimentar em embriões de *Glossolepis incisus*. In: 47º REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA. 2010, Salvador, 27 a 30 julho.

NAKATANI, H. K.; AGOSTINHO, A. A.; BAUMGARTNER, G.; BIALETZKI, A.; SANCHES, P. V.; MAKRAKIS, M. C.; PAVANELLI, C. S. **Ovos e larvas de peixes de água doce: desenvolvimento e manual de identificação**. Maringá. EDUEM, 2001, 378p.

NAKATANI, K.; BAUMGARTNER, G.; CAVICCHIOLI, M. Ecologia de ovos e larvas de peixes. In: VAZZOLER, A. E. A. M., AGOSTINHO, A. A., HANN, N. S. (Ed.) **A planície de inundação do alto rio Paraná: aspectos físicos, biológicos e socioeconômicos**, Maringá: EDUEM. 1997. pp. 281-306.

OLIVOTTO, I.; DI STEFANO, M.; ROSETTI, S.; COSSIGNANI, L.; PUGNALONI, A.; GIANTOMASSI, F.; CARNEVALI, O. Live prey enrichment, with particular emphasis on HUFAs, as limiting factor in false percula clownfish (*Amphiprion ocellaris*, Pomacentridae) larval development and metamorphosis: Molecular and biochemical implications. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A**. v. 159, p. 207–218, 2011.

OYEN, F. G. F. et al. Effect of acid stress on the embryonic development of common carp (*Cyprinus carpio*). **Aquat. Toxicol.**, v. 19, n. 1, p. 1-12, 1991.

PAES, M. C. F. **Indução à reprodução e desenvolvimento embrionário e larval do ciclídeo acará-açu *Astronotus ocellatus* (Agassiz, 1831)**. Jaboticabal – SP: Universidade Estadual Paulista, Centro de Aquicultura, 2008. 64p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) – Universidade Estadual Paulista, Centro de Aquicultura, 2008.

PEREIRA, L. P. F.; MERCANTE, C. T. J. A amônia nos sistemas de criação de peixes e seus efeitos sobre a qualidade da água. Uma revisão. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 31, p. 81-88, 2005.

PERSON LE RUYET, J.; ALEXANDRE, J. C.; THÉBAUD, L.; MUGNIER, C. Marine fish larvae feeding: formulated diets or live prey? **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 24, p. 211-224, 1993.

PORTELLA, M. C.; CARNEIRO, D. J.; RAZZANTE, C. Desenvolvimento e sobrevivência de larvas de tambaqui *Colossoma macropomum*, após substituição do

alimento vivo pelo alimento artificial. In: XII ENCONTRO BRASILEIRO DE ICTIOLOGIA. 1999, São Carlos. **Anais...** p. 533.

PORTELLA, M. C.; CESTAROLLI, M. A.; VERANI, J. R.; ROJAS, N. E. T. Produção de organismos planctônicos para alimentação inicial de larvas de peixes de água doce. **Boletim do Instituto de Pesca**, v.24, p. 79-89, 1997.

PORTELLA, M. C.; DABROWSKI, K. Diets, physiology, biochemistry and digestive tract development of freshwater fish larvae. In: CYRINO, J. E. P.; BUREAU, D.; KAPOOR, B. G. (Ed.) **Feeding and Digestive Functions in Fishes**. CRC Press, 2008, p. 227-279.

PORTELLA, M. C.; TESSER, M. B.; JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J. Substituição do alimento vivo na larvicultura. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 12, 2002, Goiânia. **Anais...** Goiânia: ABRAQ, 2002.

PORTO-FORESTI, F.; CASTILHO-ALMEIDA, R. B.; SENHORINI, J. A.; FORESTI, F. Biologia e criação do lambari-do-rabo-amarelo (*Astyanax altiparanae*). In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L. C. (Org.). **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. Santa Maria: UFSM. p. 589-601, 2010.

PROENÇA, C. E. M.; BITTENCOURT, P. R. L. **Manual de piscicultura tropical**. Brasília: IBAMA, 1994. 196p.

PUELLO-CRUZ, A.; VELASCO-BLANCO, G.; MARTÍNEZ-RODRÍGUEZ, I. E.; FELIX-RAMOS, E.; VOLTOLINA, D. Growth and survival of siamese fighting fish, *Betta Splendens*, larvae at low salinity and with different diets. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 41, p. 823-828, 2010.

RADAEEL M. C. **Efeitos da temperatura na ontogenia inicial de melanotaenia neon (*Melanotaenia praecox*)**. Campos dos Goytacazes - RJ: Universidade Estadual do Norte Fluminense, 2010. 83p. Dissertação (Mestrado em Ciência Animal), Universidade Estadual do Norte Fluminense, 2010.

REYNALTE-TATAJE, D.; LUZ, R. K.; MEURER, S.; ZANIBONI-FILHO, E.; NUÑER, A. P. O. Influência do fotoperíodo no crescimento e sobrevivência de pós larvas de piracanjuba *Brycon orbignyanus* (Valenciennes, 1849) (Osteichthyes, Characidae). **Acta Scient.**, v. 24, p. 439-443, 2002.

RIBEIRO, F. A. S.; PRETO, B. L.; FERNANDES, J. B. K. Sistemas de criação para o acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*). **Acta Sci. Anim. Sci.**, Maringá, v. 30, n. 4, p. 459-466, 2008.

ROCHA, A. F.; CARVALHO, C. V. A.; SAMPAIO, L. A. Produção de juvenis do linguado *Paralichthys orbignyanus*: efeito da duração do período de co-alimentação durante o desmame. **Ciência Rural**, v. 38, n. 8, p. 2334-2338, 2008.

RODRIGUES, R. V.; SCHWARZ, M. H.; DELBOS, B. C.; CARVALHO, E. L.; ROMANO, L. A.; SAMPAIO, L. A. Acute exposure of juvenile cobia *Rachycentron canadum* to nitrate induces gill, esophageal and brain damage. **Aquaculture**, v. 322-323, p. 223-226, 2011.

RONNESTAD, I.; KOVEM, W.; TANDLER, A.; HAREL, M.; FYYN, H. J. Utilization of yolk fuels in developing eggs and larvae of European sea bass (*Dicentrarchus labrax*). **Aquaculture**, v. 162, p. 157-170, 1998.

SANCHES, Eduardo Gomes. **Instituto de Pesca estuda peixes ornamentais**. SP. 2004. Disponível em http://www.pesca.sp.gov.br/noticia.php?id_not=101. Acesso em: 04 ago. 2010.

SANTOS, J. C. E.; LUZ, R. K. Effect of salinity and prey concentrations on *Pseudoplatystoma coruscans*, *Prochilodus costatus* and *Lophiosilurus alexandri* larvicultura. **Aquaculture**, v. 287, 324–328, 2009.

SANTOS, J. E.; GODINHO, H. P. Ontogenetic events and swimming behavior of larvae of the characid fish *Salminus brasiliensis* (Cuvier) (Characiformes, Characidae) under laboratory conditions. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.19, p. 163-171, 2002.

SARASQUETE M. C.; POLO A.; YÚFERA, M. Histology and histochemistry of the development of digestive system of larval gilthead seabream, *Sparus aurata* L. **Aquaculture**, v. 130, p. 79-92, 1995.

SATO, Y.; FENERICH-VERANI, N.; NUNER, A. P. O.; GODINHO, H. P.; VERANI, J. R. Padrões reprodutivos de peixes da bacia do Rio São Francisco. In: GODINHO E GODINHO, A.L. **Água, peixes e pescadores do Rio São Francisco das Minas Gerais**. Belo Horizonte: CNPq/PADCT; Editora PUC Minas, 2003. 440p.

SCHMIDT-NIELSEN, K. **Fisiologia Animal : Adaptação e Meio Ambiente**. 1 Ed. São Paulo: Ed. Santos, 2002. 609p.

SEAP. Secretaria Especial de Aquicultura e Pesca. **Peixe ornamental contará com programa do Governo Federal**. Jan/2008. Disponível em: http://www.pesca.sp.gov.br/noticia.php?id_not=2348. Acesso em: 04 ago. 2008.

SENHORINI, J. A.; FONTES, N. A.; LUCAS, A. F. B.; SANTOS JR. S. Larvicultura do pacu *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887, (Pisces, Characidae) em viveiros com e sem organofosforado (Folidol 60%). **Boletim Técnico do CEPTA**, v. 4, p. 11-22, 1991.

SHARMA, S. N.; GUHA, G.; SINGH, B. R. Gill Dimensions of a hillstream fish, *Botia lohachata* (Pisces, Cobitidae). **Proc. Indian natn. Sci. Acad. B48**, n. 1, p. 81-90, 1982.

SHRESTHA, T. K. Rare fishes of Himalayan Waters of Nepal. **J. Fish Biol.**, v. 37, p. 213-216, 1990.

SOARES, C. M.; HAYASHI, C.; GONÇALVES, G. S.; GALDIOLI, E. M.; BOSCOLO, W. R. Plâncton, *Artemia* sp. dieta artificial e suas combinações no desenvolvimento e sobrevivência de larvas do quinguio (*Carassius auratus*) durante a larvicultura. **Acta Scientiarum**, Maringá, v. 22, n. 2, p. 383-388, 2000.

SOARES, C. M.; HAYASHI, C.; MEURER, F.; SCHAMBER, C.R. Efeito da densidade de estocagem do quinguio, *Carassius auratus* L., 1758 (Osteichthyes, Cyprinidae), em suas fases iniciais de Desenvolvimento. **Acta Scientiarum**, Maringá, v. 24, n. 2, p. 527-532, 2002.

SOUZA, G.; ANDRADE, D. R.; VIDAL JUNIOR, M. V.; YASUI, G. S. Desenvolvimento embrionário da piabanha *Brycon insignis*. IN: I CONGRESSO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE AQUICULTURA E BIOLOGIA AQUÁTICA, 2004, Vitória. **Anais... Aquaciência 2004**. Vitória-ES: Aquabio. v. 1, p. 208-208, 2004.

STREIT JUNIOR, D. P.; MORAES, J. V.; RIBEIRO, R. P.; CARDOZO, R. M.; MOREIRA, H. L. M. As tendências da utilização do extrato de hipófise na reprodução de peixes. Revisão. **Arq. ciên. vet. zool.**, v. 5, p. 231-238, 2002.

TAKATA, R. **Produção de juvenis de *Artemia franciscana* e análise da utilização de dietas vivas e inertes na larvicultura intensiva do pintado *Pseudoplatystoma coruscans***. Jaboticabal - SP: Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulist, 2007. 117p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2007.

TAMASSIA, S. T. J.; GRAEFF, A.; SCHAPPO, C. L.; APPEL, H. B.; AMARAL JUNIOR, H.; CASACA, J. M.; KNISS, V.; TOMAZELLI JUNIOR, O. Ciprinicultura – o modelo e Santa Catarina. In: CYRINO, J. E. P, URBINATI, E. C., FRACALLOSSI, D. M., CASTAGNOLLI, N. **Tópicos especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo, SP: TecArt, 2004, p. 267-305.

TESSER M. B.; CARNEIRO D. J.; PORTELLA M. C. Co-feeding of pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) larvae with *Artemia* nauplii and microencapsulated. **Journal of Applied Aquaculture**, v. 17, p. 47-59, 2005.

TESSER, M. B. **Desenvolvimento do trato digestório e crescimento de larvas de pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) em sistemas de coalimentação com náuplios de *Artemia* e dieta microencapsulada.** Jaboticabal - SP: Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2002. 59p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2002.

TESSER, M. B.; PORTELLA, M. C. Degradation analysis of microencapsulated diet in pacu (*Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887) larvae intestine through scanning electron microscopy. **Acta Scientiarum**, v. 25, p. 49-52, 2003.

TESSER, M. B.; PORTELLA, M. C. Ingestão de ração e comportamento de larvas de pacu em resposta a estímulos químicos e visuais. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 35, n. 5, p. 1887-1892, 2006.

TLUSTY, M. The benefits and risks of aquacultural production for the aquarium trade **Aquaculture**, v. 205, p. 203-219, 2002.

TREECE, G. D. **Artemia Production for Marine Larval Fish Culture.** SRAC: Southern Regional Aquaculture Center, Publication n. 702, 2000.

TSUZUKI, M. Y.; SUGAI, J. K.; MACIEL, J. C.; FRANCISCO, C. J.; CERQUEIRA, V. R. Effect of salinity on survival of juveniles of the fat snook, *Centropomus parallelus* (POEY). In: I CONFERENCIA LATINO AMERICANA SOBRE CULTIVO DE PECES NATIVOS Y/ III CONFERENCIA MEXICANA SOBRE O CULTIVO DE PECES NATIVOS, 2006. México. **Anais...**

VAZZOLER, A. E. A. M. **Biologia da reprodução de peixes teleósteos: teoria e prática.** Maringá: EDUEM/NUPELIA, 1996. 169p.

VEGA-ORELLANA, O. M. **Larvicultura do dourado (*Salminus brasiliensis*): desenvolvimento ontogenético de proteinases digestórias e transição alimentar.** Florianópolis - SC: Universidade Federal de Santa Catarina, 2003. 69p. Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Santa Catarina, 2003.

VIDAL JUNIOR, M. V. Betta: Um peixe bom de briga pelo mercado. **Panorama da Aquicultura**, n. 82. 2004.

VIDAL JUNIOR, M. V. Peixes Ornamentais, As boas perspectivas para a piscicultura ornamental. **Panorama da Aquicultura**, n. 72, 2002.

VIDAL JUNIOR, M. V. Peixes Ornamentais: Reprodução em Aquicultura. **Panorama da Aquicultura**, n. 79, 2003.

VIDAL JUNIOR, M. V. **Piscicultura**. Disponível em: http://www.uenf.br/Uenf/Pages/CCTA/LZNA/?&modelo=1&cod_pag=1976&tabela=&np=Aquicultura&nc=Publicações&buscaEdicao=&grupo=LZNA&p= Acesso em: 10 fev. 2013.

VIDAL JUNIOR, M. V.; YASUI, G. S.; AOKI, P. C. M.; COSTA, A. P. R.; SHIMODA, E.; ANDRADE, D. R. Observações sobre a propagação artificial de *labeo frenatus* (*Epalzeorhynchus frenatus*), com uso de técnica alternativa. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 2002, Goiânia. **Anais...** Goiânia: ABRAQ, 2002a.

VIDAL JUNIOR, M. V.; YASUI, G. S.; AOKI, P. C. M.; ANDRADE, D. R.; COSTA, A. P. R. Técnicas de reprodução induzida com *labeo frenatus* (*Epalzeorhynchus frenatus*), In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 2002, Goiânia. **Anais...** Goiânia: ABRAQ, 2002b.

WEINGARTNER, M.; ZANIBONI FILHO, E. Efeito de fatores abióticos na larvicultura de pintado-amarelo *Pimelodus maculatus* (Lacépède, 1803): salinidade e cor de tanque. **Acta Scientiarum**, v. 26, p. 151-157, 2004.

WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais: manual de extensão**. Brasília: FAO/CODEVASF/CNPq, 1983.

ZANIBONI FILHO, E. Larvicultura de peixes de água doce. **Informe Agropecuário**, v. 21, p. 69-77, 2000.

ZANIBONI FILHO, E.; WEINGARTNER, M., Técnicas de indução da reprodução de peixes migradores, **Rev. Bras. Reprod. Anim.**, Belo Horizonte, v. 31, n. 3, p. 367-373, 2007.

ZANIBONI-FILHO, E. D.; REYNALTE-TATAJE, A. P. O.; NUÑER, A. P. O.; MEURER, S. Photoperiod influence on the cultivation of *Steindachneridion scriptum* (Pisces, Pimelodidae) juvenile. **Brazilian Archives of Biology and Technology**, v. 5, p. 555-561, 2008.

4. ARTIGO 01- ESTRATÉGIA DE COALIMENTAÇÃO NA SOBREVIVÊNCIA E CRESCIMENTO DE LARVAS DE *Betta splendens* DURANTE A TRANSIÇÃO ALIMENTAR

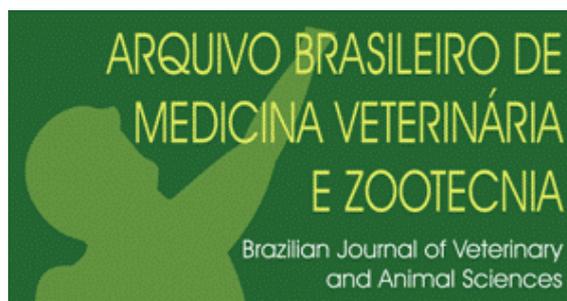
Este trabalho foi formatado e encaminhado para publicação no periódico “Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia” (ID: 5590/2012).

Estratégia de coalimentação na sobrevivência e crescimento de larvas de *Betta splendens* durante a transição alimentar
*Co-feeding strategy on survival and growth of *Betta splendens* larvae during the weaning*

Paulo José Fosse¹, Douglas da Cruz Mattos*, Leonardo Demier Cardoso*, Jonas Henrique de Souza Motta*, Andrea Pinheiro dos Santos Jasper*, Marcella Costa Radael*, Dalcio Ricardo de Andrade*, Manuel Vazquez Vidal Junior*.

¹Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo - Campus Itapina / Doutorando em Ciência Animal LZNA / CCTA / UENF; Av. Alberto Lamego 2000; CEP: 28013-602 - Campos dos Goytacazes – RJ. Email: paulofosse@gmail.com tel/fax: (22)27397344.

* Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias - Laboratório de Zootecnia e Nutrição Animal, Av. Alberto Lamego 2000; CEP: 28013-602 - Campos dos Goytacazes – RJ.



Estratégia de coalimentação na sobrevivência e crescimento de larvas de

Betta splendens durante a transição alimentar

Co-feeding strategy on survival and growth of *Betta splendens* larvae during the weaning

Paulo José Fosse¹, Douglas da Cruz Mattos*, Leonardo Demier Cardoso*, Jonas Henrique de Souza Motta*, Andrea Pinheiro dos Santos Jasper*, Marcella Costa Radael*, Dalcio Ricardo de Andrade*, Manuel Vazquez Vidal Junior*.

¹Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo - Campus Itapina / Doutorando em Ciência Animal LZNA / CCTA / UENF; Av. Alberto Lamego 2000; CEP: 28013-602 - Campos dos Goytacazes - RJ. Email: paulofosse@gmail.com tel/fax: (22)27397344.

* Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias - Laboratório de Zootecnia e Nutrição Animal, Av. Alberto Lamego 2000; CEP: 28013-602 - Campos dos Goytacazes - RJ.

RESUMO

Conduziu-se o experimento com o objetivo de avaliar a influência do período de coalimentação na sobrevivência e crescimento de larvas de *Betta splendens*. As larvas foram alimentadas com náuplios de *Artemia* durante 7 dias e, posteriormente, submetidas aos seguintes tratamentos: jejum contínuo; ração contínuo; 4 dias de coalimentação + 14 dias de ração; 8 dias de coalimentação + 10 dias de ração; 12 dias de coalimentação + 6 dias de ração; náuplios de *Artemia* durante todo o período experimental. Os valores das variáveis de desempenho das larvas do tratamento 12 dias de coalimentação + 6 dias de ração e o tratamento náuplios de *Artemia*, foram superiores aos dos demais tratamentos, exceto para sobrevivência que não houve diferença significativa com o tratamento 8 dias de coalimentação + 10 dias de ração. Considerando apenas o tempo de oferta de *Artemia* (em dias), obteve-se a equação de regressão para as variáveis analisadas. A sobrevivência e a taxa de crescimento específico (TCE) apresentaram efeito quadrático e as demais variáveis apresentaram efeito linear. O ponto de máxima para sobrevivência foi 21,7 dias (88,92%) e, para TCE, foi de 26,2 dias (23,47% dia⁻¹). O período de coalimentação influencia no crescimento e sobrevivência de larvas de *Betta splendens*. Após o período de 19 dias de oferta de alimento vivo, com 12 dias de coalimentação, as larvas estão aptas a aproveitar de maneira eficiente o alimento inerte sem prejuízos ao crescimento e sobrevivência.

Palavras-chave: peixes ornamentais, *Betta splendens*, larvicultura de peixes, coalimentação, transição alimentar.

ABSTRACT

It was carried out an experiment to evaluate the influence of the period of co-feeding on survival and growth of *Betta splendens* larvae. Were used as treatments the following strategies for co-feeding: continuous fasting, 18 days of inert diet, 4 days of co-feeding + 14 days of inert diet; 8 days of co-feeding + 10 days of inert diet; 12 days of co-feeding + 6 days of inert diet, nauplii of *Artemia* throughout the experiment period. The values of performance variables of larvae 12 days of treatment for co-feeding + 6 days of inert diet and the nauplii treatment with *Artemia* were higher than the other treatments, except for survival that did not differ significantly with treatment 8 days of co-feeding + 10 days of inert diet. Considering only the time of supply of *Artemia* (in

days) it was obtained the regression equation for the variables analyzed. The survival and specific growth rate (SGR) showed quadratic effect and other variables showed a linear effect. The point of maximum survival was 21.7 days (88.92%) and to SGR was 26.2 days (23.47 % day⁻¹). The co-feeding period influences the survival and growth of the *Betta splendens* larvae. After the period of 19 days of supply of live food, with 12 days of co-feeding, larvae can be fed exclusively on inert diet, without negative effects on the growth and survival.

Keywords: ornamental fish, *Betta splendens*, fish hatchery, co-feeding, weaning.

INTRODUÇÃO

A cadeia produtiva de peixes ornamentais no Brasil é fundamentada, principalmente, na produção de espécies exóticas. Neste contexto, destaca-se o *Betta splendens*, espécie ornamental de origem asiática (Fishbase, 2012), amplamente criada em diferentes polos de produção de peixes ornamentais no Brasil. Sua agressividade (Dzieweczynski e Leopard, 2010), habilidade de captar oxigênio atmosférico e a grande variedade de cores, tamanhos, abertura e formatos da nadadeira caudal, são características marcantes da espécie (Faria et al., 2006). Quanto ao desenvolvimento embrionário e consumo de vitelo, Duarte (2009) afirma que o embrião de beta tem fases de desenvolvimento embrionário comparáveis às já observadas em outras espécies de teleósteos. Puello-Cruz et al. (2010) ressaltaram a importância do alimento vivo na larvicultura de beta, ao observar maior sobrevivência nos tratamentos com oferta de alimento vivo em ambas as salinidades testadas (0 ppt e 5 ppt), em comparação à dieta inerte. Quanto ao crescimento, os autores não observaram diferença significativa durante o período experimental.

As linhagens comerciais de beta encontradas no mercado são resultado de longa seleção feita por criadores visando à produção de peixes com características fenotípicas desejáveis, como belas nadadeiras e corpo colorido com reflexos metálicos e iridescentes (Faria et al., 2006). Embora esse processo de seleção seja vantajoso comercialmente, agregando valor aos peixes portadores destas características desejáveis, normalmente, estes exemplares são os mais frágeis e a sobrevivência durante a criação é relativamente baixa, quando comparada com a de exemplares mais rústicos, de acordo com relatos empíricos de produtores de beta. A adoção de técnicas de manejo visando à maior sobrevivência destes exemplares pode contribuir tanto para formação de plantéis de reprodutores, quanto para a obtenção de peixes mais valiosos para a comercialização.

Um dos principais aspectos para melhorar a sobrevivência na produção de peixes ornamentais é a melhor eficiência na fase de larvicultura. As larvas denominadas altriciais apresentam escassa reserva de vitelo e não possuem o sistema digestório completamente formado e funcional ao iniciarem a alimentação exógena (Kolkovski, 2001), ficando altamente dependentes de alimentos vivos na sua alimentação inicial (Cahu e Zambonino Infante, 2001; Portella et al., 2002; Tesser et al., 2005).

O período de transição alimentar das larvas do alimento vivo para o inerte é considerado crítico para a maioria das espécies de peixes (Portella e Dabrowski, 2008), afetando significativamente o crescimento (Jomori et al., 2008), a sobrevivência (Puello-Cruz et al., 2010) e a resistência ao estresse (Luz, 2007).

Alguns estudos mostraram que a substituição muito precoce do alimento vivo pelo inerte tem levado a uma redução no crescimento das larvas, comparativamente ao crescimento observado com a oferta do alimento vivo (Lombardi e Gomes, 2008; Portella et al., 1999; Tesser et al., 2005).

Como o custo de produção de larvas de peixe em regime intensivo aumenta com o maior tempo de oferta de alimento vivo (Ayres, 2006; Guerrero-Alvarado, 2003; Jomori et al., 2005), torna-se importante o

emprego de estratégias para suprimir o alimento vivo de forma precoce, sem haver prejuízos no crescimento e, principalmente no caso dos peixes ornamentais, em relação à sobrevivência.

As estratégias de substituição do alimento vivo pelo inerte podem ser feitas abruptamente, substituindo totalmente o alimento vivo pelo inerte ou de forma gradual, iniciando com período de alimentação conjunta (coalimentação), reduzindo o alimento vivo e aumentando gradualmente o fornecimento de ração inerte, até o fornecimento exclusivo de ração inerte (Kubitza, 1995). A importância da transição do alimento vivo para rações inertes foi comprovada para *Salminus brasiliensis* por Vega-Orellana (2003), que sugeriu a oferta da ração de forma gradual a partir do sétimo dia após a eclosão. Avaliando a sobrevivência de larvas de *Piaractus mesopotamicus*, Tesser (2002) considerou que o fornecimento simultâneo de náuplios de *Artemia* e dieta inerte microencapsulada por 9 dias é uma estratégia adequada para a larvicultura desta espécie, apesar de apresentar crescimento inferior ao do tratamento com alimento vivo.

O oferecimento de náuplios de *Artemia*, antes da oferta de alimento inerte, contribui para aumentar sua digestão, como comprovado para larvas de *Piaractus mesopotamicus* por Tesser e Portella (2006). A estratégia de coalimentação é utilizada não somente para favorecer a ingestão do alimento inerte pela larva, mas também para estimular o desenvolvimento do sistema digestivo, tornando-o apto a digerir as partículas apreendidas de alimento inerte. Essa estratégia visa a aumentar a digestão e a absorção de dietas inertes na presença do alimento vivo dentro do intestino (Kolkovski et al., 1997).

O objetivo deste trabalho foi verificar a influência do período de coalimentação na sobrevivência e crescimento de larvas de *Betta splendens*, durante a transição alimentar.

MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi realizado no Setor de Aquicultura do Laboratório de Zootecnia e Nutrição Animal do Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, da Universidade Estadual do Norte Fluminense – Darcy Ribeiro (LZNA/UENF), em Campos dos Goytacazes – RJ.

Para a obtenção das larvas, 16 casais foram selecionados e submetidos à reprodução natural (Faria et al, 2006). As larvas utilizadas no experimento foram provenientes de oito desovas que ocorreram em intervalo de 12 horas. Tal procedimento visou à homogeneidade da idade do lote.

As larvas de beta com idade de 3 dias, após a eclosão, foram homogeneizadas, contadas individualmente e distribuídas nas unidades experimentais na densidade de 7 larvas L⁻¹ de água, perfazendo um total de 1.680 larvas submetidas ao experimento. Antes da estocagem das larvas nas unidades experimentais, foi separada uma amostra de 30 larvas para a mensuração do peso úmido inicial e do comprimento total inicial, com auxílio de balança analítica digital com precisão de 0,0001 g e paquímetro analógico 6"X150mm (0.05mmX1/128"). Devido ao reduzido peso inicial, as larvas foram pesadas em lotes de seis. Posteriormente, foi calculado o peso inicial médio de cada larva. O peso úmido inicial e comprimento total inicial das larvas de *Betta Splendens* submetidas ao experimento foram 0,39 mg ± 0,03 mg e 4,21mm ± 0,10 mm, respectivamente.

Foi utilizado o sistema de larvicultura intensivo, composto por 24 unidades experimentais com volume útil de 10 litros cada, com entrada e saída de água independentes, recirculação contínua, com sistema de filtro mecânico e biológico, e controle de temperatura por aquecedor equipado com termostato. A vazão foi regulada para permitir 20 renovações dia⁻¹ nas unidades experimentais.

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente ao acaso, constituído de seis tratamentos com quatro repetições por tratamento. Foi realizado um período pré-experimental após a estocagem, no qual

todas as larvas foram alimentadas com náuplios de *Artemia* durante 7 dias e, posteriormente, submetidas aos seguintes tratamentos: **J**: jejum durante 18 dias; **R**: alimento inerte (ração) durante 18 dias; **C₄R₁₄**: 4 dias de coalimentação (C₄) + 14 dias de alimento inerte (R₁₄); **C₈R₁₀**: 8 dias de coalimentação (C₈) + 10 dias de alimento inerte (R₁₀); **C₁₂R₆**: 12 dias de coalimentação (C₁₂) + 6 dias de alimento inerte (R₆); **AV**: náuplios de *Artemia* (alimento vivo) durante todo o período experimental.

Durante os sete primeiros dias de período pré-experimental, a quantidade de náuplios ofertada foi de 60 náuplios larva⁻¹ dia⁻¹. A partir do oitavo dia, 300 náuplios larva⁻¹ dia⁻¹. No AV, após o décimo nono dia, a quantidade foi reajustada para 600 náuplios larva⁻¹ dia⁻¹. Nos tratamentos com coalimentação, a quantidade de náuplios ofertados foi reduzida nos 3 últimos dias: no antepenúltimo dia foi de 75% da quantidade anteriormente ofertada; no penúltimo dia, de 50%; e no último dia, 25%. No dia seguinte, a oferta foi exclusivamente ração até o final do período experimental.

Como alimento inerte foi utilizado ração extrusada e, posteriormente, trituração de origem comercial (Tab. 1), indicada para fases iniciais de peixes carnívoros e onívoros. Apesar de apresentar-se farelada, ela foi peneirada até a obtenção de partículas entre 350 µm a 500 µm.

Tabela 1- Níveis de garantia do alimento inerte utilizado na larvicultura intensiva de *Betta Splendens*

Especificação	Níveis de garantia
Proteína (mín.)	55,0 %
Extrato Etéreo (mín.)	10,0 %
Fibra Bruta (máx.)	5,0 %
Cálcio (máx.)	2,0 %
Fósforo (mín.)	1,0 %
Cinzas (máx.)	10,0 %
Vitamina C	500,0 mg

Não foi adotado programa de luz artificial, seguindo o fotoperíodo natural, com aproximadamente 13 horas de luz. Como manejo alimentar, primeiramente, foi fornecido o alimento vivo e, após, aproximadamente 10 minutos, o alimento inerte. A quantidade diária de alimento inerte ofertado foi à vontade e adotada a frequência alimentar, tanto de alimento vivo quanto alimento inerte, de três vezes ao dia, sempre às 7h, 12h e 17h.

As unidades experimentais foram sifonadas a cada 3 dias, com imediata reposição do volume de água retirado do sistema (renovação). O pH foi monitorado com o auxílio de pHmetro digital e a temperatura (°C) com termômetro. Durante o período experimental, o pH permaneceu na faixa de $6,9 \pm 0,3$ e a temperatura de $24,6^\circ\text{C} \pm 1,3^\circ\text{C}$.

Para a avaliação do crescimento e sobrevivência, foram realizadas biometrias no início e ao final do experimento. Nestas, foram mensurados comprimento total e peso úmido. A partir dos dados biométricos, foram calculados: ganho de peso = peso final – peso inicial; taxa de crescimento específico = $(\ln \text{ peso final} - \ln \text{ peso inicial}) \times 100 / \text{intervalo de tempo (dias)}$ e a sobrevivência $(N^\circ \text{ de larvas final} - N^\circ \text{ de larvas inicial}) \times 100$, de cada unidade experimental.

Os dados obtidos por meio das mensurações biométricas estão apresentados como média \pm erro padrão e foram submetidos à análise de variância paramétrica (ANOVA), considerando os resultados médios da réplica

de cada unidade amostral. Para os resultados que apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos ($P < 0,01$), as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 1 % de probabilidade. A variável independente “tempo de fornecimento de *Artemia*” foi analisada por meio de regressão. Todas as análises foram realizadas com auxílio do programa SAEG (Versão 9.1).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

O efeito dos tratamentos sobre as variáveis de desempenho das larvas, após 25 dias de experimento, está presente na Tab. 2. De maneira geral, foi verificado a influência do período de coalimentação no crescimento e na sobrevivência dos juvenis de beta durante a transição do alimento vivo para o inerte.

Tabela 2- Variáveis de desempenho de juvenis de *Betta splendens* submetidos a estratégias de coalimentação durante a larvicultura intensiva

Trat.	Peso final (mg)	Comprimento final (mg)	Sobrevivência (%)	Ganho de peso (mg)	TCE* (% dia ⁻¹)
AV	49,81 ^a ± 2,65	15,78 ^a ± 0,28	89,29 ^a ± 3,00	49,42 ^a ± 2,65	19,38 ^a ± 0,21
C ₁₂ R ₆	41,29 ^a ± 3,80	14,35 ^a ± 0,43	89,52 ^a ± 0,48	40,90 ^a ± 3,80	18,60 ^{ab} ± 0,36
C ₈ R ₁₀	23,63 ^b ± 1,33	11,89 ^b ± 0,25	84,64 ^a ± 2,13	23,24 ^b ± 1,33	16,40 ^b ± 0,22
C ₄ R ₁₄	11,69 ^c ± 0,83	9,51 ^c ± 0,32	69,29 ^b ± 3,62	11,30 ^c ± 0,83	13,57 ^c ± 0,31
R	4,63 ^c ± 0,57	7,38 ^d ± 0,22	53,81 ^c ± 0,67	4,24 ^c ± 0,57	9,80 ^d ± 0,52
J	3,00 ^c ± 0,39	6,66 ^d ± 0,23	32,86 ^d ± 2,54	2,61 ^c ± 0,39	8,03 ^d ± 0,59

Médias seguidas da mesma letra (na vertical) não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P < 0, 01$). *TCE= Taxa de crescimento específico.

A adoção da estratégia de fornecimento de alimento vivo para as larvas, durante os sete primeiros, dias após a abertura da boca (período que antecedeu a coalimentação), baseia-se nos relatos de vários pesquisadores (Cahu e Zambonino-Infante, 2001; Jomori et al., 2008; Portella e Dabrowski, 2008; Tesser et al., 2005), a respeito da insatisfatória taxa sobrevivência e crescimento de larvas altriciais que receberam alimento inerte como primeira alimentação. Após os sete primeiros dias de alimentação exógena, as larvas ainda não estavam aptas a se alimentarem exclusivamente de alimento inerte, pois o crescimento das larvas, submetidas ao tratamento só R, foi semelhante ($P > 0,01$) ao das larvas submetidas ao tratamento J, ou seja, mesmo as larvas ingerindo o alimento inerte, verificado visualmente, estas não se desenvolveram.

O crescimento e a sobrevivência observados no tratamento jejum e no tratamento R podem ser creditados aos náuplios de *Artemia* ofertados durante os sete primeiros dias. Em larvas de pacu alimentadas durante 6 dias com náuplios de *Artemia* e, posteriormente, submetidas a jejum, Tesser (2002) verificou o mesmo desenvolvimento até ocorrer a mortalidade total destas. Fato esse que não ocorreu neste trabalho, possivelmente, devido ao tempo relativamente curto do período experimental.

O oferecimento de náuplios de *Artemia*, momentos antes do fornecimento de dietas inertes, pode auxiliar na transição do alimento vivo para o inerte, (Tesser e Portella 2006), ou seja, a estratégia de coalimentação pode aumentar a digestão e a absorção de dietas inertes na presença do alimento vivo dentro do intestino (Kolkovski et al., 1997), além de ajudar as larvas a aceitarem o alimento inerte e resolverem o problema do fornecimento inadequado de nutrientes (Roselund et al., 1997).

Ao comparar, no experimento ora descrito, os tratamentos que utilizaram diferentes períodos de coalimentação (4, 8 e 12 dias), verificou-se que as variáveis: peso final, comprimento final e ganho de peso expressaram o mesmo comportamento, ou seja, foram significativamente maiores ($P < 0,01$) quanto maior foi o período de coalimentação. Resultados em que o crescimento e sobrevivência foram afetados pela substituição muito precoce do alimento vivo pelo inerte foram verificados em larvas de pacu (Tesser et al., 2005; Jomori et al., 2008), tambacu (Lombardi e Gomes, 2008), linguado (Rocha et al., 2008), piaçu (Cericato, 2005). Estes resultados sugerem que o sistema digestivo pouco desenvolvido no estágio inicial das larvas pode estar inapto para absorver as partículas do alimento inerte (Kolkovski et al., 1997).

Já o tratamento de 12 dias de coalimentação ($C_{12}R_6$) promoveu crescimento semelhante ao do tratamento com alimento vivo (AV) ofertado durante todo o período experimental, não havendo diferença ($P < 0,01$) entre as variáveis de ganho de peso, taxa de crescimento específico, peso final e comprimento final. Estes resultados demonstram a possibilidade da substituição do alimento vivo por inerte, sem prejuízo para o crescimento e sobrevivência de larvas de beta, após 19 dias de fornecimento de *Artemia*, com 12 dias de coalimentação, reduzindo gradualmente a quantidade de náuplios de *Artemia* nos últimos três dias. Os resultados obtidos estão de acordo com Tesser et al. (2005) e Jomori et al. (2008), que verificaram a possibilidade da obtenção de taxas de crescimento e sobrevivência similares ou mesmo superiores às alcançadas com o fornecimento exclusivo de *Artemia*, utilizando-se estratégias de coalimentação durante a transição alimentar de alimento vivo para dieta inerte em larvas de peixe.

De maneira geral, os resultados refletem a importância do alimento vivo na larvicultura de *Betta splendens*, corroborando os resultados obtidos por Kim (2007) e Puello-Cruz et al. (2010), com a mesma espécie.

Considerando os diferentes períodos de oferta de *Artemia* (em dias) nos tratamentos AV, $C_{12}R_6$, C_8R_{10} e C_4R_{14} , obteve-se a equação de regressão para as variáveis analisadas (Tab. 3). A sobrevivência e a TCE apresentaram efeito quadrático e as demais variáveis apresentaram efeito linear. O ponto de máxima para sobrevivência foi de 21,4 dias (90,7 %) e, para TCE, 24,8 dias (19,5 % dia⁻¹).

Tabela 3- Equações de regressão obtidas das variáveis de desempenho de larvas de *Betta splendens* submetidas a diferentes períodos de oferta de *Artemia* (em dias).

Tratamentos ¹	Equações de Regressão	Coefficiente de determinação (R^2)
Peso úmido final (mg)	$\hat{Y} = -17,0733 + 2,8476x$	$R^2 = 0,98$ ($P < 0,01$)
Comprimento total final (mm)	$\hat{Y} = 3,9956 + 0,5121x$	$R^2 = 0,98$ ($P < 0,01$)
Ganho de peso diário (mg dia ⁻¹)	$\hat{Y} = -17,4633 + 2,8476x$	$R^2 = 0,98$ ($P < 0,01$)
TCE (% dia ⁻¹)	$\hat{Y} = 0,6411 + 1,5151x - 0,0305x^2$	$R^2 = 1,00$ ($P < 0,01$)
Sobrevivência (%)	$Y = 7,7711 + 7,7476x - 0,1810x^2$	$R^2 = 0,99$ ($P < 0,01$)

¹ Foram considerados apenas os tratamentos AV, $C_{12}R_6$, C_8R_{10} , C_4R_{14} para as análises de regressão.

Analisando a sobrevivência, é possível inferir que larvas de *Betta splendens* necessitam de, no mínimo, 15 dias de oferta de *Artemia*, com coalimentação durante 8 dias, sem prejudicar a sobrevivência.

CONCLUSÃO

As larvas de *Betta splendens* possuem características altriciais e são dependentes de alimento vivo na fase inicial da alimentação exógena. Náuplios de *Artemia* podem ser utilizados como alimento vivo na fase inicial de larvas de beta.

O período de coalimentação influencia na sobrevivência e no crescimento de larvas de *Betta splendens* durante a transição do alimento vivo para o alimento inerte. O alimento vivo pode ser suprimido após 15 dias, com 8 dias de coalimentação, sem afetar a sobrevivência das larvas. Após 19 dias de oferta de *Artemia*, as larvas de beta podem ser alimentadas exclusivamente com o alimento inerte, sem afetar o crescimento e a sobrevivência.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- AYRES, T. J. S. *Produção de juvenis de Pseudoplatystoma coruscans (Agassiz, 1829) com dietas vivas e formuladas*. 2006. 60f. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.
- CAHU, C.; ZAMBONINO-INFANTE, J. L. Substitution of live food by formulated diets in marine fish larvae. *Aquaculture*, v. 200, p. 161-180, 2001.
- CERICATO, L. *Substituição do alimento vivo pelo artificial e morfologia do sistema digestório de larvas de piau, Leporinus macrocephalus*. 2005. 72f. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.
- DUARTE, S. C. *Ontogenia inicial e consumo de vitelo em embriões de Betta splendens*. 2009. 52f. Dissertação (Mestrado) - Curso de Aquicultura Continental, Universidade Católica de Goiás, Goiânia.
- DZIEWECZYNSKI, T. L.; LEOPARD, A. K. The effects of stimulus type on consistency of responses to conflicting stimuli in Siamese fighting fish. *Behavioural Processes*, v. 85, p. 83-89, 2010.
- FARIA, P. M. C.; CREPALDI, D. V.; TEIXEIRA, E. A. et al.. Criação, manejo e reprodução do peixe *Betta splendens*. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, v. 30, p. 134-149, 2006.
- FISHBASE. *Betta splendens*. Disponível em: <http://www.fishbase.org/Summary/speciesSummary.php?ID=4768&genusname=Betta&speciesname=splendens&AT=Betta+splendens&lang=Portuguese>. Acessado em: 26 de jan. 2012.
- GUERRERO ALVARADO, C. E. *Treinamento alimentar de pintado Pseudoplatystoma coruscans (Agassiz, 1829): sobrevivência, crescimento e aspectos econômicos*. 2003. 72f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.
- JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J.; GERALDO-MARTINS, M. I. E. et al. Economic evaluation of *Piaractus mesopotamicus* juvenile production in different rearing systems, *Aquaculture*, v. 243, n. 1-4, p. 175- 183, 2005.

JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J.; GERALDO-MARTINS, M. I. E. et al. Stable carbon (d13C) and nitrogen (d15N) isotopes as natural indicators of live and dry food in *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) larval tissue. *Aquaculture Research*, v. 39, p. 370-381, 2008.

KIM, C. Y. *Efeito de dietas e altura da coluna d'água na sobrevivência de larvas de Betta splendens e o aporte de nitrogênio e fósforo*. 2007. 53f. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura. Universidade Estadual Paulista. Jaboticabal.

KOLKOVSKI, S. Digestive enzymes in fish larvae and juveniles – implications and applications to formulated diets. *Aquaculture*, v. 200, p. 181-201, 2001.

KOLKOVSKI, S.; KOVEN, W.; TANDLER, A. The mode of action of Artemia in enhancing utilization of microdiet by gilthead seabream *Sparus aurata* larvae. *Aquaculture*, v. 155, p. 193- 205, 1997.

KUBITZA, F. Preparação de rações e estratégias de alimentação no cultivo intensivo de peixes carnívoros. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE NUTRIÇÃO DE PEIXES E CRUSTÁCEOS. 1995, Campos de Jordão. *Anais...* Campinas: CBNA, 1995. p. 91-115.

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

LUZ, R. K. Resistência ao estresse e crescimento de larvas de peixes neotropicais alimentados com diferentes dietas. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, Brasília, v.12, n. 1, p. 65-72, 2007.

PORTELLA, M. C.; CARNEIRO, D. J.; RAZZANTE, C. Desenvolvimento e sobrevivência de larvas de tambaqui *Colossoma macropomum*, após substituição do alimento vivo pelo alimento artificial. In: XII ENCONTRO BRASILEIRO DE ICTIOLOGIA, São Carlos. *Anais...* São Carlos. 1999. p. 533. (Resumo).

PORTELLA, M. C.; DABROWSKI, K. Diets, physiology, biochemistry and digestive tract development of freshwater fish larvae. In: CYRINO, J.E.P; BUREAU, D.; KAPOOR, B. G.(Ed.) *Feeding and digestive functions in fishes*. New Hampshire: CRC Press, 2008. p. 227-279.

PORTELLA, M. C.; TESSER, M. B.; JOMORI, R. K. et al. Substituição do alimento vivo na larvicultura. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 12, 2002, Goiânia. *Anais...* Goiânia: ABRAQ, 2002.

PUELLO-CRUZ, A.; VELASCO-BLANCO, G; MARTÍNEZ-RODRÍGUEZ, I. E. et al. Growth and survival of siamese fighting fish, *Betta Splendens*, larvae at low salinity and with different diets. *Journal of the World Aquaculture Society*. v. 41, p. 823-828, 2010.

ROCHA, A. F.; CARVALHO, C. V. A.; SAMPAIO, L. A. Produção de juvenis do linguado *Paralichthys orbignyana*: efeito da duração do período de co-alimentação durante o desmame. *Ciência Rural*. v. 38, n. 8, p. 2334-2338, 2008.

ROSELUND, G.; STOSS, J; TALBOT, C. Co-feeding marine fish larvae with inert and live diets. *Aquaculture*, v. 155, p. 183-191, 1997.

TESSER M. B., CARNEIRO D. J.; PORTELLA M. C. Co-feeding of pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) larvae with *Artemia* nauplii and microencapsulated. *Journal of Applied Aquaculture*, v. 17, p. 47-59, 2005.

TESSER, M. B. Desenvolvimento do trato digestório e crescimento de larvas de pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) em sistemas de co-alimentação com náuplios de *Artemia* e dieta microencapsulada. 2002. 59f. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura. Universidade Estadual Paulista. Jaboticabal.

TESSER, M. B.; PORTELLA, M. C. Ingestão de ração e comportamento de larvas de pacu em resposta a estímulos químicos e visuais. *Revista Brasileira de Zootecnia*, v. 35, n. 5, p. 1887-1892, 2006.

VEGA-ORELLANA, O. M. *Larvicultura do dourado (Salminus brasiliensis): desenvolvimento ontogenético de proteinases digestórias e transição alimentar*. 2003. 69f. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis.

5. ARTIGO 02- PERÍODO DE COALIMENTAÇÃO NA TRANSIÇÃO ALIMENTAR DE LARVAS DE NISHIKIGOI *Cyprinus carpio*

Paulo José Fosse¹, Leonardo Demier Cardoso*, Douglas da Cruz Mattos*, João Carlos Fosse Filho*, Dalcio Ricardo de Andrade*, Manuel Vazquez Vidal Junior*.

¹Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo - Campus Itapina/ Doutorando em Ciência Animal LZNA/ CCTA/ UENF; Av. Alberto Lamego 2000; CEP: 28013-602 - Campos dos Goytacazes – RJ. Email: paulofosse@gmail.com tel/fax: (22)27397344.

* Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias - Laboratório de Zootecnia e Nutrição Animal, Av. Alberto Lamego 2000; CEP: 28013-602 - Campos dos Goytacazes – RJ.

RESUMO

Objetivou-se avaliar a influência do período de coalimentação na sobrevivência e crescimento de larvas de nishikigoi *Cyprinus carpio*, durante a transição do alimento vivo para o inerte. Foram utilizadas 1.680 larvas com peso inicial de $1,33 \pm 0,04$ mg e comprimento inicial de $6,0 \pm 0,1$ mm. O alimento inerte empregado foi ração comercial com 55% de PB e o alimento vivo, náuplios de *Artemia franciscana* recém-eclodidos. O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, com seis tratamentos e quatro repetições: AV= fornecimento de alimento vivo durante todo período experimental; C₄= 6 dias de alimento vivo + 4 dias de coalimentação (alimento vivo e alimento inerte) + 16 dias de alimento inerte; C₈= 6 dias de alimento vivo + 8 dias de coalimentação + 12 dias de alimento inerte; C₁₂= 6 dias de alimento vivo + 12 dias de coalimentação + 8 dias de alimento inerte; R= alimento inerte durante todo período experimental; J= jejum durante todo período experimental. O período de coalimentação influencia na sobrevivência e crescimento das larvas, proporcionando uma diferença de mais de 70% na sobrevivência entre o maior e o menor período de coalimentação testado, além de juvenis com o dobro do peso, após 26 dias. Houve efeito quadrático dos tratamentos, para todas as variáveis, com pontos de máxima variando entre 19,4 e

22,6 dias de fornecimento de alimento vivo. O fornecimento de ração comercial como alimento exclusivo mostrou-se inviável na larvicultura de nishikigoi.

ABSTRACT

Aimed to evaluate the effects of the co-feeding period (C) on survival and growth of larvae nishikigoi *Cyprinus carpio*, during the weaning period from live food (LF) to inert diet (ID), a total of 1680 larvae with initial weight of 1.33 ± 0.04 mg and initial length of 6.0 ± 0.1 mm were used. The inert diet employed was a commercial ration with 55% crude protein and the live food was the newly hatched nauplii of *Artemia franciscana*. The experiment was conducted in a completely randomized design with six treatments and four replications. The treatments were constituted of: LF = supply of live food throughout the experimental period; C4 = 6 days of live food + 4 days of co-feeding (inert diet and live food) + 16 days of inert diet; C8 = 6 days of live food + 8 days of co-feeding + 12 days of inert diet; C12 = 6 days of live food + 12 days of co-feeding + 8 days of inert diet; ID = inert diet during throughout the experimental period, J = fasting. The co-feeding period influences the survival and growth of the larvae improving over 70% the survival between the longest and shortest co-feeding periods tested, Moreover, a increase by twice the juvenile weight after 26 days of age was verified. There was a quadratic effect for all parameters, with maximum points ranging between 19.4 and 22.6 days of supply of live food. It is also possible to conclude that the supply of commercial feed, as exclusive food, is unworkable in nishikigoi larviculture.

INTRODUÇÃO

Nishikigoi é o termo utilizado para definir as carpas coloridas, produzidas com finalidade ornamental e classificadas conforme padrão racial. Foram desenvolvidas a partir de variações de cores da carpa comum *Cyprinus carpio*, entre os séculos 17 e 19, no Japão, e novas linhagens estão constantemente sendo

desenvolvidas (HANIFFA et al., 2007). A propagação da carpa nishikigoi pode ser realizada naturalmente ou por meio de indução hormonal dos reprodutores (WOYNAROVICH; HORVATH, 1983).

A fase de larvicultura deste ciprinídeo é, normalmente, realizada em viveiros de terra, em sistema de produção semi-intensivo. No entanto, a adoção de um regime de larvicultura, mantendo as larvas em sistema intensivo durante um curto período de tempo, tem-se mostrado mais eficiente que a estocagem direta das larvas nos viveiros, semelhante ao comprovado por Jomori et al. (2003) na produção de juvenis de pacu *Piaractus mesopotamicus*. A principal resistência dos produtores em adotar um sistema de produção intensivo, durante a larvicultura, é a necessidade da produção e do fornecimento de alimento vivo para as larvas das maiorias das espécies cultivadas.

As larvas de peixes denominadas altriciais apresentam escassa reserva de vitelo e não possuem o sistema digestório completamente formado e funcional, ao iniciarem a alimentação exógena e, por isso, não aproveitam de maneira eficiente o alimento inerte (KOLKOVSKI, 2001), ficando dependentes de alimentos vivos na sua alimentação inicial (CAHU; ZAMBONINO INFANTE, 2001; PORTELLA et al., 2002; TESSER et al., 2005).

A meta nutricional a ser alcançada é a formulação de um alimento inerte capaz de suprimir integralmente o alimento vivo, desde o início da alimentação exógena das larvas de peixe, sem prejuízos à sobrevivência e ao crescimento. Apesar dos grandes avanços obtidos nas pesquisas, a maioria dos trabalhos relata que, embora seja possível, ainda é inviável economicamente a utilização de um alimento inerte como primeiro alimento exógeno para larvas de peixes altriciais (ALVARADO-CASTILLO, 2010; JOMORI et al., 2008; MENOSSI et al., 2012; TESSER et al., 2005). Portanto, torna-se importante a adoção de estratégias para substituir gradualmente o alimento vivo por alimento inerte, assim como, determinar o período ideal para realizar a supressão total do alimento vivo (PORTELLA; DABROWSKI, 2008), sem prejuízos no crescimento e, principalmente, no caso dos peixes ornamentais, em relação à sobrevivência. Deve-se levar em consideração que a substituição muito precoce do alimento vivo pelo inerte tem levado a uma redução no crescimento e na sobrevivência das larvas (JELKIC et al., 2012; JOMORI et al., 2008; PUELLO-CRUZ et al., 2010), comparativamente ao

crescimento observado com a maior tempo de oferta do alimento vivo (LOMBARDI; GOMES, 2008; PORTELLA et al., 1999; TESSER et al., 2005).

O emprego de estratégias para suprimir o alimento vivo de forma precoce, sem restringir o crescimento e, principalmente, no caso dos peixes ornamentais, a sobrevivência, é necessário, pois o custo de produção de larvas de peixe em regime intensivo aumenta quanto maior for o tempo de oferta de alimento vivo (GUERRERO-ALVARADO, 2003; JOMORI et al., 2005; AYRES, 2006), devido ao elevado custo do alimento vivo comparado ao custo do alimento inerte.

As estratégias de substituição do alimento vivo pelo inerte podem ser feitas abruptamente, substituindo totalmente o alimento vivo pelo inerte, ou de forma gradual, iniciando com um período de alimentação conjunta, reduzindo o alimento vivo e aumentando gradualmente o fornecimento de alimento inerte, até o seu fornecimento exclusivo (KUBITZA, 1995). Este método de alimentação conjunta é denominado estratégia de coalimentação, cujas taxas de crescimento podem ser similares ou melhores às alcançadas somente com fornecimento de *Artemia* (PERSON LE RUYET et al., 1993). Na larvicultura de espécies de corte marinhas e de água doce, a estratégia de coalimentação, durante a transição alimentar, vem contribuindo para reduzir o tempo de fornecimento do alimento vivo e, conseqüentemente, os custos de produção (CERICATO, 2005; MENOSSI et al., 2012; JOMORI et al., 2008; PERSON LE RUYET et al., 1993; TESSER et al., 2006).

A lógica do emprego do coalimentação é adaptar precocemente a larva à captura, ingestão, digestão e absorção dos nutrientes do alimento inerte, evitando o baixo crescimento e altas taxas de mortalidade por inanição em uma transição brusca entre duas dietas, tão diferentes física e quimicamente.

Um padrão de comportamento que se repete, para várias espécies, durante a transição alimentar precoce, mesmo sendo minimizado com a estratégia de coalimentação, é a diminuição da taxa de crescimento logo após a substituição do alimento vivo (PORTELLA; DABROWSKI, 2008). As larvas alimentadas exclusivamente com alimento vivo apresentam taxas de crescimento significativamente maiores durante o período do estudo do que as larvas submetidas à coalimentação. Nota-se que há um crescimento compensatório após as larvas se adaptarem ao alimento inerte, superando o crescimento das larvas que se alimentaram exclusivamente de alimento vivo (TESSER, 2002). Já em outros casos, o desempenho do tratamento em que as larvas foram alimentadas

exclusivamente com alimento vivo foi superior no período do estudo (MENOSSI et., 2012).

O fato é que os organismos zooplanctônicos ainda são fundamentais para a alimentação inicial das larvas altriciais. Partindo dessa premissa, devido ao alto custo do alimento vivo, estratégias de alimentação que permitam a transição precoce do alimento vivo para o inerte são importantes ferramentas para minimizar custos de produção, durante a larvicultura intensiva de espécies altriciais.

Objetivou-se avaliar a influência do período de coalimentação na sobrevivência e crescimento de larvas de nishikigoi *Cyprinus carpio*, durante a transição do alimento vivo para o inerte e determinar o melhor período para realizar a transição alimentar.

MATERIAL E MÉTODOS

As larvas de nishikigoi (*Cyprinus carpio*) foram provenientes de três casais de reprodutores submetidos à indução hormonal, no setor de Aquicultura do IFES-Campus Alegre, utilizando extrato bruto de hipófise de carpa (WOYNAROVICH; HORVATH, 1983). No terceiro dia após eclosão (3 DAE), as larvas foram uniformizadas e transportadas para o Setor de Aquicultura do Laboratório de Zootecnia e Nutrição Animal, do Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, da Universidade Estadual do Norte Fluminense – Darcy Ribeiro (LZNA/UENF), em Campos dos Goytacazes – RJ, onde foi realizada sua aclimação.

No quarto dia após a eclosão (4 DAE), foi observado que a maioria das larvas apresentava atividade natatória acentuada, no sentido horizontal. Como, no presente experimento, foram utilizadas apenas larvas aptas ao consumo de alimento exógeno, foi necessário identificar, para este fim, larvas que possuísem as seguintes características: vesícula vitelínica reduzida, ânus aberto e a boca também aberta e com movimentação. Deste modo, larvas de nishikigoi com 4 DAE, peso médio inicial de $1,33 \pm 0,12$ mg, comprimento total médio de $6,0 \pm 0,33$ mm, iniciando a alimentação exógena, foram contadas individualmente e distribuídas na densidade de 7 larvas L⁻¹ de água, perfazendo um total de 1.680 larvas submetidas ao experimento.

Foi utilizado um sistema de larvicultura intensiva, composto por 24 unidades experimentais com volume útil de 10 litros cada, com entrada e saída de água independente, circulação contínua, com sistema de filtro mecânico e biológico, e controle de temperatura por aquecedor equipado com termostato. A vazão de água foi regulada para permitir 20 renovações por dia nas unidades experimentais.

Nestas condições experimentais, foram testados seis tratamentos, como esquematizado na Fig. 1. com quatro repetições por tratamento.

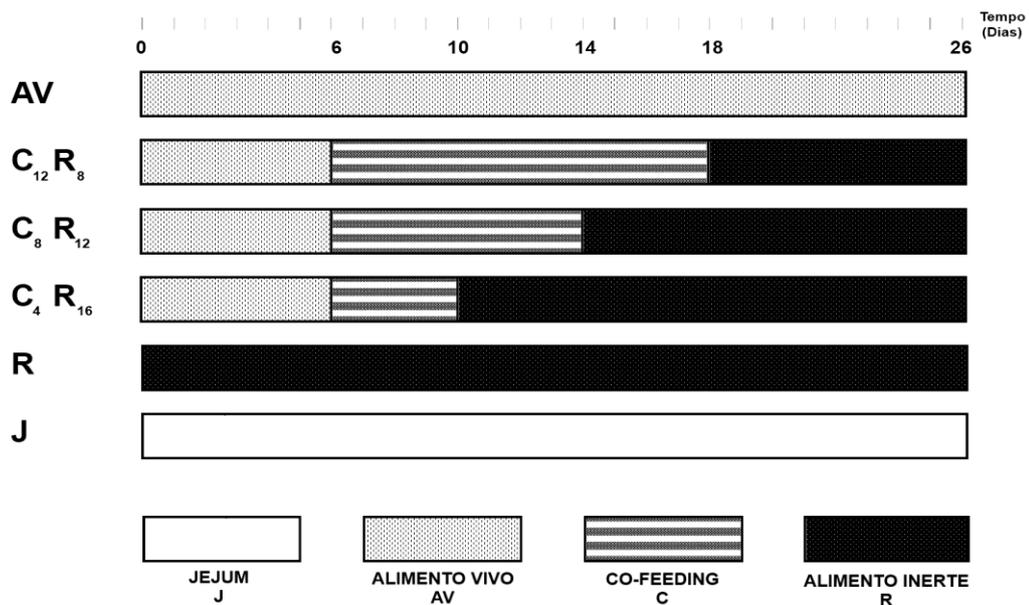


Figura 1- Esquema de fornecimento de alimento e transição alimentar para larvas de *Cyprinus carpio*.

Descrição dos tratamentos:

AV= fornecimento de alimento vivo durante todo período experimental, como controle positivo;

C_4 = 6 dias de alimento vivo + 4 dias de coalimentação (alimento vivo e alimento inerte) + 16 dias de alimento inerte;

C_8 = 6 dias de alimento vivo + 8 dias de coalimentação + 12 dias de alimento inerte;

C_{12} = 6 dias de alimento vivo + 12 dias de coalimentação + 8 dias de alimento inerte;

R= fornecimento exclusivo de alimento inerte, desde a primeira alimentação exógena;

J= larvas submetidas a jejum, como controle negativo.

A quantidade de náuplios fornecida do primeiro ao sexto dia foi de 150 náuplios larva⁻¹ dia⁻¹. A partir do sétimo dia, a quantidade ofertada foi aumentada para 300 náuplios larva⁻¹ dia⁻¹. No tratamento que recebeu exclusivamente alimento vivo durante todo período experimental (AV), após o décimo oitavo dia, foi realizado outro acréscimo, reajustando para 600 náuplios/dia/larva. Nos tratamentos com coalimentação, a quantidade de náuplios foi reduzida gradualmente nos últimos três dias para 75%, 50% e 25% do total ofertado, respectivamente.

Como alimento inerte, foi utilizada uma ração comercial extrusada (Tab. 1), comercializada em forma de pó, indicada para fases iniciais de peixes tropicais carnívoros e onívoros. Esta ração foi peneirada até obterem-se partículas de 350 a 500 μm .

Tabela 1- Níveis de garantia do alimento inerte utilizado na larvicultura intensiva de carpa colorida, *Cyprinus carpio*.

Especificação	Níveis de garantia
Proteína (mín.)	55,0%
Extrato Etéreo (mín.)	10,0%
Fibra Bruta (máx.)	5,0%
Cálcio (máx.)	2,0%
Fósforo (mín.)	1,0%
Cinzas (máx.)	10,0%
Vitamina C	500,0 mg

Foi adotada uma frequência alimentar, tanto de alimento vivo quanto de alimento inerte, de três vezes ao dia, sempre às 8h, 12h e 17h horas. Primeiramente, foi fornecido o alimento vivo e, após aproximadamente 5 minutos, o alimento inerte. O alimento inerte foi ofertado *ad libitum*.

Não foi adotado programa de luz artificial, seguindo o fotoperíodo natural, com aproximadamente 13 horas de luz. O monitoramento do oxigênio, temperatura e pH da água foi realizado diariamente, às 9h. O oxigênio/temperatura foi monitorado com o auxílio de oxímetro, e o pH, com pHmetro, ambos digitais e com precisão de duas casas decimais. No início e final do experimento, foi mensurada a amônia total (mg/L).

As unidades experimentais foram sifonadas diariamente às 14h para retirada das fezes, restos de alimentos e larvas mortas. A mortalidade foi registrada logo após o primeiro trato e durante a limpeza das unidades experimentais, em ambos os casos as larvas mortas eram retiradas, com auxílio de pipeta.

Para avaliar o crescimento e a sobrevivência, foi realizada uma biometria inicial, seguida de quatro biometrias intermediárias ($n= 5$ larvas para cada unidade experimental) no início e no fim de cada período de coalimentação, e uma última, ao final do experimento ($n= 10$ larvas para cada unidade experimental). Nestas larvas, foram mensurados comprimento total e peso úmido. A partir dos dados biométricos, foram calculados: taxa de crescimento específico em peso (TCE peso) = $(\ln \text{ peso final} - \ln \text{ peso inicial}) \times 100 / \text{intervalo de tempo (dias)}$, taxa de crescimento específico

em comprimento (TCE comp.) = $(\ln \text{ comprimento final} - \ln \text{ comprimento inicial}) \times 100 / \text{intervalo de tempo (dias)}$ e a sobrevivência ($\text{N}^\circ \text{ de larvas final} / (\text{N}^\circ \text{ de larvas inicial} - \text{N}^\circ \text{ de larvas coletadas para biometria}) \times 100$, de cada unidade experimental.

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado e os dados obtidos por meio de mensurações biométricas, apresentados como média \pm desvio padrão. Estes foram submetidos à análise de variância paramétrica (ANOVA), considerando os resultados médios de cada unidade amostral. Para os resultados que apresentaram diferenças significativas entre os tratamentos ($P < 0,05$), as médias foram comparadas pelo teste de Tukey a 5% de probabilidade. Os dados de sobrevivência e TCE em peso e comprimento foram transformados em $y = \arcsin \sqrt{x/100}$, sendo x o valor da variável sobrevivência em porcentagem. A variável independente “tempo de fornecimento de *Artemia*” foi analisada por meio da regressão. Todas as análises foram realizadas com auxílio do programa SAS System, versão 9.0.

RESULTADOS E DISCUSSÃO

Não houve diferença significativa ($P > 0,05$) nos valores de temperatura, oxigênio dissolvido e pH da água, entre os tratamentos testados, durante o período experimental. Os níveis de amônia tóxica no sistema de recirculação permaneceram abaixo de $0,001 \text{ mg L}^{-1}$ durante a condução do experimento.

Os valores observados de temperatura $27,2 \pm 0,45^\circ\text{C}$, oxigênio dissolvido $5,9 \pm 0,19 \text{ mg L}^{-1}$ e pH $6,8 \pm 0,14$ forneceram condições semelhantes para os seis tratamentos, permanecendo na faixa recomendada para a espécie (BOYD, 1990; GRAEFF; PRUNER, 1999; PROENÇA; BITTENCOURT, 1994).

Os resultados de sobrevivência (Fig.02 e Tab.02) foram afetados pelas estratégias alimentares adotadas, ao final do experimento, variando de 0%, nas larvas alimentadas exclusivamente com alimento inerte (tratamento R), até 96%, nas que receberam somente alimento vivo durante os 26 dias de larvicultura (tratamento AV).

Imediatamente após a primeira oferta de alimento inerte, observou-se a ingestão de partículas deste pelas larvas. Como este tratamento proporcionou maior tempo de vida às larvas em comparação com os que as mantiveram em jejum, pode-se inferir que a ração comercial contribuiu com algum aporte nutricional. Este aporte, no entanto, foi insuficiente para sustentar o crescimento satisfatório (metabolismo basal) das larvas, levando-as à morte por inanição. Resultados similares foram obtidos ao tentar alimentar as larvas de kingiuo *Carassius auratus* (SOARES et al., 2000), pacu, *Piaractus mesopotamicus* (TESSER et al., 2005), beta *Betta splendens*, (KIM, 2007), e acará-bandeira *Pterophyllum scalare* (ALVARADO-CASTILLO, 2010), exclusivamente com alimento inerte, desde o início da alimentação exógena, culminando em mortalidade total ou inviabilidade comercial da adoção desta prática.

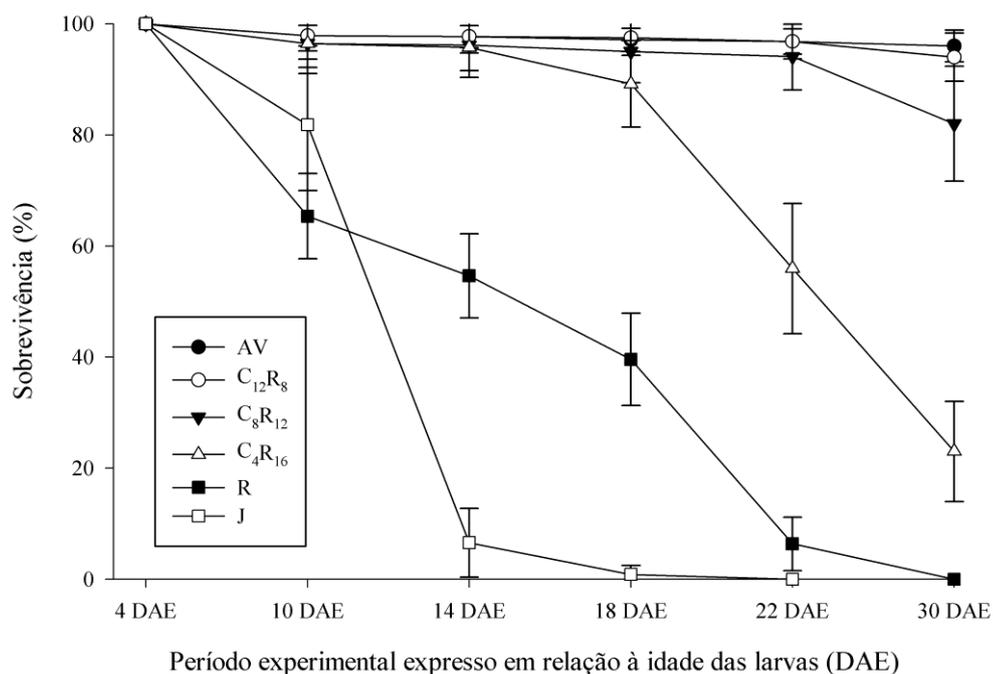


Figura 2- Comportamento da sobrevivência de larvas de nishikigois *Cyprinus carpio* submetidas a vários regimes alimentares ao longo de 26 dias.

Os principais fatores que causam o insucesso, na alimentação de larvas de peixes exclusivamente com alimento inerte, são a baixa ingestão da dieta, composição nutricional inadequada para assegurar bom desenvolvimento das larvas e imaturidade do sistema digestório para digerir e assimilar os nutrientes presentes na dieta (MENOSSI et al., 2012). Soares et al. (2000) também verificaram a

mortalidade total das larvas do ciprinídeo *Carassius auratus*, alimentando-as exclusivamente com ração comercial, contendo 56% de PB, semelhante à utilizada no presente trabalho.

A influência da qualidade do alimento inerte na sobrevivência e crescimento de larvas de peixes já foi mencionada por Jomori et al. (2008), que conseguiram 11% de sobrevivência em larvas de pacu com uma ração comercial japonesa específica para larvas de peixes (Fry Feed Kiowa). Deve-se registrar que o manejo alimentar adotado pode influenciar decisivamente nos resultados, visto que Leitão et al. (2011) realizaram um experimento, com a mesma espécie de peixe e a mesma ração, e verificaram a mortalidade total das larvas do tratamento com a utilização exclusiva do alimento inerte.

A sobrevivência foi influenciada pelos diferentes períodos de coalimentação, com uma tendência de diminuição da sobrevivência após a supressão do alimento vivo, sendo mais acentuada quanto menor o período de coalimentação.

A sobrevivência das larvas submetidas aos tratamentos C₁₂ e C₈ foi semelhante e, em ambos os tratamentos, a sobrevivência das mesmas foi superior à do tratamento C₄. Já ao confrontar os resultados de sobrevivência dos tratamentos, nos quais foi realizada a coalimentação, com o tratamento AV, verificou-se não ter havido diferença significativa entre o AV e o C₁₂, embora o tratamento AV tenha se mostrado superior ao do protocolo C₈.

Partindo da premissa de que o tratamento AV forneceu a melhor condição nutricional possível para a sobrevivência das larvas, recomenda-se adotar o protocolo do tratamento C₁₂. Estes resultados estão de acordo com os trabalhos de Alvarado-Castillo (2010), Diemeir et al (2010), Feiden et al. (2006), Soares et al. (2000) que observaram taxa de sobrevivência semelhante às dos tratamentos de maior tempo de coalimentação.

Ao iniciar o experimento, as larvas de nishikigoi com 4 dias após eclosão apresentaram peso úmido inicial $1,33 \text{ mg} \pm 0,04 \text{ mg}$ e comprimento total inicial de $6,0 \text{ mm} \pm 0,10 \text{ mm}$. Na tabela 2, verifica-se o comportamento das variáveis de desempenho ao longo de 26 dias de experimento. De forma geral, houve efeito dos períodos de coalimentação sobre o crescimento das larvas de nishikigoi.

As larvas submetidas ao protocolo C₁₂ apresentaram médias de peso superiores ($P > 0,05$) às dos demais tratamentos, inclusive superando ao das larvas alimentadas exclusivamente com alimento vivo (AV) ao atingirem 30 DAE. Esses

resultados conferem com os encontrados por Diemer (2010), Feiden (2006) e Tesser et al. (2005) que verificaram a possibilidade de obtenção de taxas de crescimento, sobrevivência e peso similares ou maiores, com a adoção do coalimentação, aos que utilizaram *Artemia* como única fonte de alimento.

Tabela 2- Desempenho zootécnico de carpa nishikigoi submetidas a diferentes períodos de coalimentação (média \pm desvio-padrão).

Períodos*	Tratamentos					
	AV	C ₁₂	C ₈	C ₄	R	J
Peso (mg)						
10 DAE	7,52 \pm 0,65 A	7,47 \pm 0,34 A	8,04 \pm 0,83 A	8,48 \pm 0,84 A	3,01 \pm 0,15 B	1,38 \pm 0,14 C
14 DAE	23,01 \pm 1,33 B	26,65 \pm 0,53 AB	28,61 \pm 3,49 A	25,79 \pm 4,10 AB	4,66 \pm 0,25 C	1,82 \pm 0,26 C
18 DAE	42,16 \pm 3,31 B	56,42 \pm 6,98 A	61,86 \pm 8,07 A	39,53 \pm 2,87 B	5,98 \pm 1,13 C	-
22 DAE	76,56 \pm 5,39 AB	94,40 \pm 11,90 A	85,33 \pm 18,67 A	51,64 \pm 13,38 B	12,24 \pm 3,30 C	-
30 DAE	161,72 \pm 15,32 B	192,07 \pm 12,82 A	158,93 \pm 14,31 B	87,67 \pm 12,93 C	-	-
Comprimento (mm)						
10 DAE	9,50 \pm 0,42 B	9,66 \pm 0,11 AB	10,21 \pm 0,23 A	9,93 \pm 0,35 AB	7,97 \pm 0,27 C	6,96 \pm 0,20 D
14 DAE	13,98 \pm 0,17 AB	14,15 \pm 0,31 AB	14,58 \pm 0,42 A	13,58 \pm 0,32 B	8,55 \pm 0,24 C	6,28 \pm 0,10 D
18 DAE	15,92 \pm 0,56 AB	16,55 \pm 0,55 A	16,55 \pm 0,46 A	15,22 \pm 0,38 B	8,81 \pm 0,34 C	-
22 DAE	18,54 \pm 0,59 A	19,20 \pm 0,51 A	17,87 \pm 0,95 A	15,52 \pm 1,32 B	10,35 \pm 1,18 C	-
30 DAE	23,63 \pm 0,93 A	22,71 \pm 0,27 AB	21,50 \pm 0,60 B	17,25 \pm 0,88 C	-	-
Sobrevivência (%)						
10 DAE	97,86 \pm 33 1,84 A	97,86 \pm 2,74 A	96,43 \pm 5,41 A	96,43 \pm 4,29 A	65,36 \pm 7,68 B	81,79 \pm 11,80 B
14 DAE	97,69 \pm 1,99 A	97,69 \pm 2,95 A	96,15 \pm 5,82 A	95,77 \pm 4,24 A	54,62 \pm 7,59 B	6,54 \pm 6,20 C
18 DAE	97,08 \pm 2,10 A	97,5 \pm 3,19 A	95,00 \pm 5,61 A	89,17 \pm 7,76 A	39,58 \pm 8,32 B	0,83 \pm 1,67 C
22 DAE	96,82 \pm 2,29 A	96,82 \pm 3,11 A	94,09 \pm 6,01 A	55,91 \pm 11,72 B	6,36 \pm 4,81 C	0,00 \pm 0,00 D
30 DAE	96,00 \pm 2,83 A	94,00 \pm 4,32 AB	82,00 \pm 10,33 B	23,00 \pm 9,02 C	0,00 \pm 0,00 D	0,00 \pm 0,00 D
TCE em peso (% dia⁻¹)						
04 - 10 DAE	28,86 \pm 1,42 A	28,78 \pm 0,78 A	29,94 \pm 1, 75 A	30,84 \pm 1,66 A	13,60 \pm 0,80 B	0,58 \pm 1,73 C
10 - 14 DAE	27,99 \pm 1,41 A	31,81 \pm 1,44 A	31,71 \pm 3,96 A	27,67 \pm 1,65 B	10,96 \pm 1,12 B	6,80 \pm 4,46 B
14 - 18 DAE	15,12 \pm 1,79 AB	18,61 \pm 3,14 AB	19,26 \pm 1,09 A	10,87 \pm 4,17 BC	5,91 \pm 3,68 C	-
18 - 22 DAE	14,93 \pm 0,95 A	12,87 \pm 4,24 A	7,78 \pm 2,66 A	6,06 \pm 6,30 A	17,54 \pm 7,79 A	-
22 - 30 DAE	9,33 \pm 0,81 A	8,93 \pm 1,56 A	7,94 \pm 1,89 A	6,85 \pm 3,27 A	-	-
04 - 30 DAE	18,46 \pm 0,36 A	19,13 \pm 0,25 A	18,39 \pm 0,35 A	16,09 \pm 0,57 B	-	-
TCE em comprimento (% dia⁻¹)						
4 - 10 DAE	7,64 \pm 0,75 A	7,94 \pm 0,19 A	8,86 \pm 0,38 A	8,40 \pm 0,59 A	4,73 \pm 0,56 B	2,47 \pm 0,49 C
10 - 14 DAE	9,69 \pm 0,98 A	9,54 \pm 0,67 A	8,89 \pm 0,83 A	7,81 \pm 0,43 A	1,74 \pm 1,26 B	-2,57 \pm 0,55 C
14 - 18 DAE	3,23 \pm 0,90 A	3,90 \pm 1,04 A	3,17 \pm 0,72 A	2,86 \pm 1,07 AB	0,76 \pm 1,46 B	-
18 - 22 DAE	3,81 \pm 0,75 A	3,72 \pm 1,07 A	1,90 \pm 0,68 AB	0,42 \pm 1,94 B	3,91 \pm 2,63 A	-
22 - 30 DAE	3,03 \pm 0,23 A	2,10 \pm 0,37 AB	2,33 \pm 0,76 AB	1,34 \pm 0,59 B	-	-
4 - 30 DAE	5,27 \pm 0,15 A	5,12 \pm 0,05 AB	4,91 \pm 0,11 B	4,06 \pm 0,20 C	-	-

Médias seguidas da mesma letra (na horizontal) não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P < 0,05$). AV: alimento vivo por todo o período experimental, C₁₂= 6 dias de alimento vivo + 12 dias de coalimentação + 8 dias de alimento inerte, C₈= 6 dias de alimento vivo + 08 dias de co-alimentação + 12 dias de alimento inerte; C₄= 6 dias de alimento vivo + 04 dias de coalimentação + 16 dias de alimento inerte; R= alimento inerte (ração comercial) por todo o período experimental; J= jejum por todo o período experimental.

* Ao iniciar o período experimental, as larvas apresentavam 4 dias após eclosão (4 DAE)

Os tratamentos AV e C₈ não diferiram entre si e ambos foram superiores ao tratamento C₄, no qual a supressão do alimento vivo comprometeu o desempenho das larvas, ao realizar a transição alimentar precocemente.

Observa-se que a TCE em peso do tratamento C₄ no período de 4–10 DAE foi semelhante às dos tratamentos AV, C₁₂ e C₈, quando as larvas ainda estavam em coalimentação. Após a supressão do alimento vivo no C₄, houve uma diminuição significativa na velocidade de crescimento das larvas. Embora a TCE tenha se recuperado nos períodos de 18-22 DAE e 22–30 DAE, as larvas ainda não estavam preparadas para se alimentar exclusivamente de alimento inerte, o que afeta significativamente a sobrevivência e inviabiliza o tratamento.

Não houve diferença significativa na taxa de crescimento específico em peso (TCE) entre os tratamentos AV, C₁₂R₈ e C₈R₁₂ em todos os períodos, sendo os três tratamentos superiores ao C₄R₁₆, ao considerar o período acumulado (04 - 30 DAE).

De forma semelhante ao presente trabalho, resultados em que o crescimento e sobrevivência foram afetados com a substituição muito precoce do alimento vivo pelo inerte, foram relatados para larvas de pacu (TESSER et al., 2005), linguado (ROCHA et al., 2008), acará-bandeira (ALVARADO-CASTILLO, 2010).

Considerando a variável independente “tempo de oferta de *Artemia*“, obteve-se a equação de regressão para as variáveis analisadas. Todas as variáveis dependentes apresentaram efeito quadrático, com pontos de máxima variando entre 19 e 22 dias de fornecimento de alimento vivo (Fig. 3).

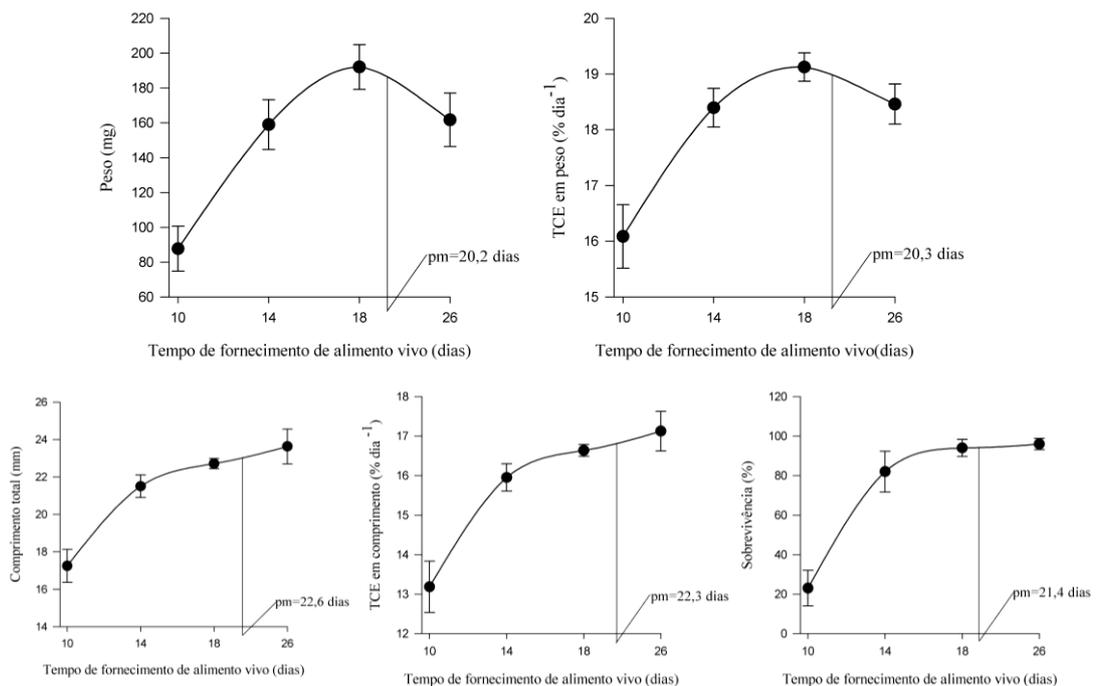


Figura 3- Pontos de máxima para as variáveis de desempenho de larvas de nishikigoi *Cyprinus carpio* em relação ao número de dias de fornecimento de alimento vivo.

CONCLUSÕES

As larvas de nishikigoi não estão aptas a aproveitar o alimento inerte de maneira eficiente desde a primeira alimentação exógena, quando este é a única fonte de alimento.

O período de coalimentação influencia na sobrevivência e crescimento de larvas de carpa nishikigoi. Após 6 dias de alimento vivo, seguido de 12 dias de coalimentação, os juvenis estão aptos a consumir, unicamente, alimento inerte sem prejuízos ao crescimento e sobrevivência, além de produzirem larvas com maior peso do que as larvas que se alimentaram exclusivamente de alimento vivo.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALVARADO-CASTILLO, J. D. **Substituição precoce do alimento vivo pelo alimento inerte na larvicultura do acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*)**. Jaboticabal - SP: Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2010. 57p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2010.

AYRES, T. J. S. **Produção de juvenis de *Pseudoplatystoma coruscans* (Agassiz, 1829) com dietas vivas e formuladas**. Jaboticabal - SP: Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista. 2006. 60p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista, 2006.

BOYD, C. E. **Water quality in ponds for aquaculture**. Alabama Agricultural Experiment Station. Auburn University, Alabama. Fisheries and Allied Aquacultures Dept. 482p. 1990.

CAHU, C.; ZAMBONINO-INFANTE, J. L. Substitution of live food by formulated diets in marine fish larvae. **Aquaculture**, v. 200, p. 161-180, 2001.

CERICATO, L. **Substituição do alimento vivo pelo artificial e morfologia do sistema digestório de larvas de piauí, *Leporinus macrocephalus***. Jaboticabal, SP: Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista, 2005. 72p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista, 2005.

DIEMER, O.; NEU, D. H.; SARY, C.; FEIDEN, A.; BOSCOLO, W. R.; SIGNOR, A. A. Manejo alimentar na larvicultura do mandi-pintado *Pimelodus britskii*. **Rev. Bras. Saúde Prod. An.**, v. 11, n. 3, p. 903-908, 2010.

FEIDEN, A.; HAYASHI, C.; BOSCOLO, W. R. Desenvolvimento de larvas de surubim-do-iguaçu *Steindachneridion melanodermatum* submetida a diferentes dietas. **R. Bras. Zootec.**, v. 35, n. 6, p. 2203-2210, 2006.

GRAEFF, A.; PRUNER, E. N. Efeito da densidade de estocagem na produtividade final em carpas *Cyprinus carpio* LINNAEUS, 1758 (var. *specularis*) na fase de engorda: período inverno. **Ciência e Agrotecnologia**, v. 23, n. 4, p. 959-968, 1999.

GUERRERO ALVARADO, C. E. **Treinamento alimentar de pintado *Pseudoplatystoma coruscans* (Agassiz, 1829): sobrevivência, crescimento e aspectos econômicos**. 2003. 72f Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo.

HANIFFA, M. A.; BENZIGER, P. S. A.; AROCKIARAJ, A. J.; NAGARAJAN, M.; SYBY, P. Breeding behavior and embryonic development of koi carp (*Cyprinus carpio*). **Taiwania**, v. 52, p. 93-99, 2007.

JELKIĆ, D.; OPAČAK, A.; STEVIĆ, I.; OZIMEC, S.; JUG DUJAKOVIĆ, J.; SAFNER, R. Rearing carp larvae (*Cyprinus carpio*) in closed recirculatory system (ras). **Ribarstvo**, v. 70, p. 9-17, 2012.

JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J.; GERALDO-MARTINS, M. I. E.; PORTELLA, M. C. Economic evaluation of *Piaractus mesopotamicus* juvenile production in different rearing systems, **Aquaculture**, v. 243, n. 1-4, p. 175- 183, 2005.

JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J.; GERALDO-MARTINS, M. I. E.; PORTELLA, M. C. Stable carbon ($\delta^{13}C$) and nitrogen ($\delta^{15}N$) isotopes as natural indicators of live and dry food in *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) larval tissue. **Aquaculture Research**, v. 39, p. 370-381, 2008.

JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J.; MALHEIROS, E. B.; PORTELLA, M. C. Growth and survival of pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) juveniles reared in ponds or at different initial larviculture periods indoors. **Aquaculture**, v. 221, p. 277–287, 2003.

KIM, C. Y. **Efeito de dietas e altura da coluna d'água na sobrevivência de larvas de *Betta splendens* e o aporte de nitrogênio e fósforo**. Jaboticabal - SP: Centro

de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2007, 53p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2007.

KOLKOVSKI, S. Digestive enzymes in fish larvae and juveniles – implications and applications to formulated diets. **Aquaculture**, v. 200, p. 181, 2001.

KUBITZA, F. Preparação de rações e estratégias de alimentação no cultivo intensivo de peixes carnívoros. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE NUTRIÇÃO DE PEIXES E CRUSTÁCEOS. 1995, Campos de Jordão. **Anais...** Campinas: CBNA, 1995. p. 91-115.

LEITÃO, N.; DAL PAI - SILVA, M.; ALMEIDA, F. L. A.; PORTELLA, M. C. The influence of initial feeding on muscle development and growth in pacu *Piaractus mesopotamicus* larvae. **Aquaculture**, v. 315, p. 78–85, 2011.

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

MENOSSE, O. C. C.; TAKATA, R.; SÁNCHEZ-AMAYA, M. I.; FREITAS, T. M.; YÚFERA, M.; PORTELLA, M. C. 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, 2012.

PERSON LE RUYET, J.; ALEXANDRE, J. C.; THÉBAUD, L.; MUGNIER, C. Marine fish larvae feeding: formulated diets or live prey? **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 24, p. 211-224, 1993.

PORTELLA, M. C.; CARNEIRO, D. J.; RAZZANTE, C. Desenvolvimento e sobrevivência de larvas de tambaqui *Colossoma macropomum*, após substituição do alimento vivo pelo alimento artificial. In: XII ENCONTRO BRASILEIRO DE ICTIOLOGIA. 1999, São Carlos. **Anais...** p. 533.

PORTELLA, M. C.; DABROWSKI, K. Diets, physiology, biochemistry and digestive tract development of freshwater fish larvae. In: CYRINO, J. E. P.; BUREAU, D.; KAPOOR, B. G. (ED.). **Feeding and Digestive Functions in Fishes**. CRC Press, 2008. Chap. 6, p. 227-279.

PORTELLA, M. C.; TESSER, M. B.; JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J. Substituição do alimento vivo na larvicultura. In: SIMPÓSIO BRASILEIRO DE AQUICULTURA, 12, 2002, Goiânia. **Anais...** Goiânia: ABRAQ, 2002.

PROENÇA, C. E .M.; BITTENCOURT, P. R .L. **Manual de piscicultura tropical**. Brasília: IBAMA, 1994. 196 p.

PUELLO-CRUZ, A.; VELASCO-BLANCO, G.; MARTÍNEZ-RODRÍGUEZ, I. E.; FELIX-RAMOS, E.; VOLTOLINA, D. Growth and survival of siamese fighting fish, *Betta Splendens*, larvae at low salinity and with different diets. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 41, p. 823-828, 2010.

ROCHA, A. F.; CARVALHO, C. V. A.; SAMPAIO, L. A. Produção de juvenis do linguado *Paralichthys orbignyanus*: efeito da duração do período de coalimentação durante o desmame. **Ciência Rural**, v. 38, n. 8, p. 2334-2338, 2008.

SOARES, C. M.; HAYASHI, C.; GONÇALVES, G. S.; GALDIOLI, E. M.; BOSCOLO W. R. Plâncton, *Artemia* sp, dieta artificial e suas combinações no desenvolvimento e sobrevivência do kinguio *Carassius auratus* durante a larvicultura. **Acta Scientiarum**, v. 22, p. 383-388, 2000.

TESSER M. B.; CARNEIRO D. J.; PORTELLA M. C. Co-feeding of pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) larvae with *Artemia* nauplii and microencapsulated. **Journal of Applied Aquaculture**, v. 17, p. 47-59, 2005.

TESSER, M .B. **Desenvolvimento do trato digestório e crescimento de larvas de pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) em sistemas de coalimentação com náuplios de *Artemia* e dieta microencapsulada**. Jaboticabal, SP: Universidade Estadual Paulista, 2002. 59p. Dissertação (Mestrado em Aqüicultura) - Universidade Estadual Paulista, 2002.

TESSER, M. B.; PORTELLA, M. C. Ingestão de ração e comportamento de larvas de pacu em resposta a estímulos químicos e visuais. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 35, n. 5, p. 1887-1892, 2006.

WOYNAROVICH. E.; HORVÁTH L. A propagação artificial de peixes de águas tropicais: manual de extensão. Brasília: FAO/CODEVASF/CNPq, 1983.

6. ARTIGO 3- PERÍODO DE COALIMENTAÇÃO NA TRANSIÇÃO ALIMENTAR DE LARVAS DE BOTIA YOYO *Botia lohachata*

Paulo José Fosse¹, João Carlos Fosse Filho*, Leonardo Demier Cardoso*, Douglas da Cruz Mattos*, Dalcio Ricardo de Andrade*, Manuel Vazquez Vidal Junior*.

¹Instituto Federal de Educação, Ciência e Tecnologia do Espírito Santo - Campus Itapina / Doutorado em Ciência Animal LZNA / CCTA / UENF; Av. Alberto Lamego 2000; CEP: 28013-602 - Campos dos Goytacazes – RJ. Email: paulofosse@gmail.com tel/fax: (22)27397344.

*Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro – Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias - Laboratório de Zootecnia e Nutrição Animal, Av. Alberto Lamego 2000; CEP: 28013-602 - Campos dos Goytacazes – RJ.

RESUMO

Objetivou-se avaliar o efeito do tempo de coalimentação, no crescimento e na sobrevivência de larvas, da espécie ornamental botia yoyo *Botia lohachata*, durante a transição do alimento vivo para o alimento inerte. Os reprodutores foram submetidos à reprodução induzida, utilizando extrato bruto de hipófise. Foram utilizadas 2.400 larvas com peso médio inicial de $0,39 \pm 0,09$ mg e comprimento total médio inicial de $4,08 \pm 0,21$ mm, provenientes de um único casal de reprodutores. O alimento vivo utilizado foram náuplios de *Artemia franciscana* recém-eclodidos. Já o alimento inerte consistiu em ração comercial com 55% de PB, possuindo dois tamanhos de partículas (142 a 350 μ m e 350 a 500 μ m). As larvas de todos os tratamentos receberam, como primeira alimentação, náuplios de *Artemia*, durante os seis primeiros dias, exceto as dos tratamentos jejum (J: jejum durante 30 dias) e alimento inerte (R: ração durante 30 dias). As seguintes estratégias de coalimentação foram empregadas, como tratamentos: C₄: 4 dias de coalimentação; C₈: 8 dias de coalimentação; C₁₂: 12 dias de coalimentação; AV: náuplios de *Artemia* durante todo o período experimental. Os tratamentos com maior período de fornecimento de alimento vivo promoveram melhores taxas de crescimento. A taxa de crescimento específico das larvas alimentadas com alimento vivo, durante todo o período (AV), foi superior à dos demais tratamentos, seguido

dos tratamentos com coalimentação. Não houve diferença significativa ($P > 0,01$) na sobrevivência das larvas dos tratamentos AV, C₁₂, C₈, C₄, variando numericamente de 41% a 53% ao final de 30 dias. No tratamento R, houve baixa taxa de sobrevivência e crescimento, o que sugere, de forma consistente, a necessidade da oferta do alimento vivo como primeiro alimento para larvas de *Botia lohachata*.

Palavra-Chave: Cobitidae; peixes ornamentais, larva de peixe, alimento inerte; alimento vivo, weaning.

ABSTRACT

This study aimed to evaluate the effect of the co-feeding (C) period on growth and survival of larvae yoyo loach *Botia lohachata* ornamental species during the weaning period from live food (LF) to inert diet (ID). The breeders were submit to induced spawning using pituitary crude extracts. 2400 larvae were used with an initial weight of 0.39 ± 0.09 mg and total length 4.08 ± 0.21 mm, from a single breeding pair. The live food was the newly hatched nauplii of *Artemia franciscana* and the inert diet employed was a commercial ration with 55% of crude protein and two particle size (142-350 μm and 350-500 μm). As a first food, all larvae received *A. franciscana* during the first six days, except the fasting (F) and inert diet (ID). The following co-feeding strategies employed were: C₄ = 4 days of co-feeding; C₈ = 8 days of co-feeding; C₁₂ = 12 days of co-feeding ; LF = Artemia during the entire experimental period.. The longest period with live food promoted better growth rates of larvae. The specific growth rate of larvae fed live food during the entire period (LF) was higher than the others, followed by the co-feeding strategies. There was no effect ($P > 0.01$) in larval survival of AV, C₁₂, C₈, C₄, numerically ranging from 41% to 53% after 30 days. Treatment R resulted in high mortality and low growth, suggesting the necessity of offering live food as the first food for larvae of *Botia lohachata*.

Keyword: Keyword: Cobitidae; ornamental fish, fish larvae, inert food, live food, weaning.

INTRODUÇÃO

A espécie botia yoyo (*Botia lohachata*, Chaudhuri, 1912) pertencente à família Cobitidae é um peixe de água doce, clima tropical (24 a 30°C), endêmica na região do Paquistão, Índia, Bangladesh e Nepal (FISHBASE, 2013). Habita riachos torrenciais, com fundos rochosos e cascalho no Himalaia que fluem através do nordeste da Índia (SHRESTHA, 1990). Atinge 11 cm de comprimento (FISHBASE, 2013) e apresenta alta relação entre a superfície branquial e o peso corporal. Esta característica parece estar relacionada com a eficiência branquial necessária, para uma maior atividade metabólica, em cursos d'água montanhosos, ricos em oxigênio (SHARMA, 1982).

Ao contrário da maioria das espécies ornamentais, a botia lohachata não desova naturalmente em cativeiro, necessitando de indução hormonal, como ocorre com as espécies reofílicas (ANDRADE; YASUI, 2003). São consideradas espécies ornamentais de difícil propagação, já que nem sempre respondem positivamente ao protocolo usual de indução hormonal utilizado, para espécies de corte, indicado por Woynarovich; Horvath (1983). Mesmo selecionando reprodutores aparentemente aptos, às vezes não ocorrem maturação e ovulação, inviabilizando a reprodução. No laboratório de piscicultura da UENF, foram obtidos gametas viáveis, provenientes de indução hormonal de *Botia lohachata*, mas a adoção do mesmo protocolo em reprodutores, aparentemente, não forneceu os mesmos resultados.

A larva recém-eclodida é dependente das reservas de vitelo, que, após a exaustão da vesícula vitelínica, implica a necessidade de ingestão de alimento exógeno, para satisfazer demandas crescentes de energia. Na maioria das espécies de larvas estudadas, o tubo digestório, logo após a eclosão, aparece histologicamente como um tubo reto e indiferenciado, e deve passar por desenvolvimento adicional e diferenciação antes de o alimento exógeno ser fornecido, para que ele possa ser ingerido e digerido com eficiência (LAZO et al., 2011).

As maiores alterações do aparelho digestório de peixes acontecem durante o período de desenvolvimento larval (MACIEL, 2006). Dependendo do tamanho da larva e da especialização do seu trato digestivo no início da alimentação exógena, o alimento vivo é essencial para garantir seu crescimento e sobrevivência de muitas

espécies de peixes (CAHU; ZAMBONINO-INFANTE, 2001; CERICATO, 2005; JOMORI et al., 2008; MENOSSI et al., 2012; PORTELLA; DABROWSKI, 2008; TESSER et al., 2006).

O fornecimento de náuplios de *Artemia* como alimento vivo, durante os estágios iniciais de desenvolvimento, já foi estudado com sucesso para larvas de outras espécies de peixes de água doce, como o pacu *Piaractus mesopotamicus* (JOMORI et al., 2003; TESSER; PORTELLA, 2006), o tambacu *Colossoma macropomum* X *Piaractus mesopotamicus* (LOMBARDI; GOMES, 2008), o cascudo preto *Rhinelepis aspera* (LUZ; SANTOS, 2010) e o piauçu *Leporinus macrocephalus* (CERICATO, 2005).

Embora eficiente, o fornecimento de alimento vivo por um período muito extenso pode criar barreiras econômicas significativas para uma produção comercial de juvenis (JOMORI et al., 2005; ROCHA et al., 2008). Estratégias de substituição precoce do alimento vivo vêm sendo testadas para várias espécies, com o objetivo de determinar o período de fornecimento que não influencie negativamente no crescimento e na sobrevivência das larvas.

As estratégias de substituição do alimento vivo pelo inerte podem ser feitas abruptamente, substituindo totalmente o alimento vivo pelo inerte ou de forma gradual, iniciando com um período de alimentação conjunta, reduzindo a quantidade do alimento vivo e aumentando gradualmente o fornecimento de ração inerte, até o fornecimento exclusivo de ração inerte (KUBTIZA, 1995). Este método de alimentação conjunta é denominado estratégia de coalimentação, podendo ser obtidas taxas de crescimento similares ou melhores as alcançadas com fornecimento exclusivo de *Artemia* (PERSON LE RUYET et al., 1993). O objetivo do emprego do coalimentação é adaptar precocemente a larva à captura, ingestão, digestão e absorção dos nutrientes do alimento inerte, evitando o baixo crescimento e altas taxas de mortalidade por inanição como ocorre em uma transição brusca entre duas dietas tão diferentes física e quimicamente.

A estratégia de coalimentação durante a transição do alimento vivo para o inerte foi empregada na larvicultura de peixes marinhos e de água doce com resultados satisfatórios (JOMORI et al., 2008; MENOSSI et al., 2012; PERSON LE RUYET et al., 1993; TESSER et al., 2006).

Além do crescimento, mensurado a partir do peso e comprimento, e sobrevivência, o conhecimento do desenvolvimento e funcionalidade do tubo

digestório de larvas é um indicador importante, e que deve ser levado em consideração para melhorar as técnicas de criação de larvas (GISBERT et al., 2002; GISBERT et al., 2004). Este conhecimento possibilita melhorar a compreensão de quando o intestino larval está funcionalmente preparado para digerir alimentos vivos (KUROKAWA et al., 1995) e formulados (SARASQUETE et al., 1995). Há relatos de casos de atraso ontogênico do sistema digestório de larvas de diferentes espécies quando a transição alimentar foi realizada precocemente (ALVARADO-CASTILLO, 2010; ENGROLA et al., 2009; JOMORI, 2005; MENOSSI et al., 2012; TESSER et al., 2006). Também auxilia a superação de um dos principais complicadores da fase de larvicultura de peixes: a substituição completa ou parcial do alimento vivo por uma dieta inerte (PORTELLA; DABROWSKI, 2008).

Objetivou-se avaliar a influência do período de coalimentação no crescimento e na sobrevivência de larvas da espécie ornamental *Botia lohachata*, durante a transição do alimento vivo para o alimento inerte.

MATERIAL E MÉTODOS

As larvas de botia, *Botia lohachata*, foram provenientes do lote de reprodutores do Setor de Aquicultura do Laboratório de Zootecnia e Nutrição Animal do Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias, da Universidade Estadual do Norte Fluminense – Darcy Ribeiro (LZNA/UENF), em Campos dos Goytacazes – RJ.

Os reprodutores foram submetidos à reprodução induzida, utilizando extrato bruto de hipófise de carpa (WOYNAROVICH; HORVATH, 1983). Posteriormente, os gametas foram extrusados, a fecundação realizada a seco e os ovos estocados em incubadora do tipo funil. Todas as larvas submetidas ao experimento foram provenientes de um único casal de reprodutores.

No quarto dia após a eclosão (4 DAE), foi observado que as larvas apresentavam atividade natatória acentuada, no sentido horizontal. Tinham ainda as seguintes características: vesícula vitelínica reduzida, ânus aberto e a boca também aberta e com movimentação. Foi ofertado um patê com náuplios de *Artemia* e ração e, visualmente, foi possível verificar a ingestão e o alimento no trato digestório das

larvas, comprovando estarem as larvas aptas ao consumo de alimento exógeno. Ao início do experimento, as larvas de *Botia lohachata* estavam com 4 DAE, peso inicial de $0,39 \pm 0,09$ mg e o comprimento total inicial de $4,08 \pm 0,21$ mm, iniciando a alimentação exógena. Foram contadas individualmente e distribuídas na densidade de 10 larvas L⁻¹ de água, perfazendo um total de 2.400 larvas submetidas ao experimento.

Foi utilizado um sistema de larvicultura intensiva, composto por 24 unidades experimentais com volume útil de 10 litros cada, com entrada e saída de água independentes. Circulação contínua, com sistema de filtro mecânico, biológico e ultravioleta, além de controle de temperatura por aquecedor equipado com termostato. A vazão foi regulada para permitir 14 renovações por dia nas unidades experimentais.

Durante um período experimental de 30 dias, as larvas de botia foram submetidas a seis tratamentos com quatro repetições por tratamento, conforme esquematizado na Figura 01.

Como alimento vivo, foi utilizado náuplios de *Artemia franciscana* recém-eclodidos (22 a 24 horas). A quantidade diária de náuplios fornecida do primeiro ao sexto dia foi de 150 náuplios larva⁻¹ dia⁻¹. A partir do sétimo dia, a quantidade ofertada foi de 300 náuplios larva⁻¹ dia⁻¹. Nos tratamentos com coalimentação, a quantidade de náuplios foi reduzida gradualmente nos últimos três dias para 75%, 50% e 25% do total ofertado, respectivamente. No AV, após o 18^o dia, a quantidade foi reajustada para 600 náuplios dia⁻¹ larva⁻¹. Para a quantificação dos náuplios, eles foram sifonados da incubadora, concentrados em peneiras e estocados em *becker* graduado, contendo 2 litros de água salinizada, sob aeração. Para a contagem dos náuplios, foram retiradas três amostras de 1 ml e diluídas dez vezes. Foram retiradas subamostras de 1 ml e quantificados sob microscópio estereoscópico. Com base no valor médio obtido, calculou-se o número total de náuplios disponíveis e, conseqüentemente, o volume necessário para cada tratamento.

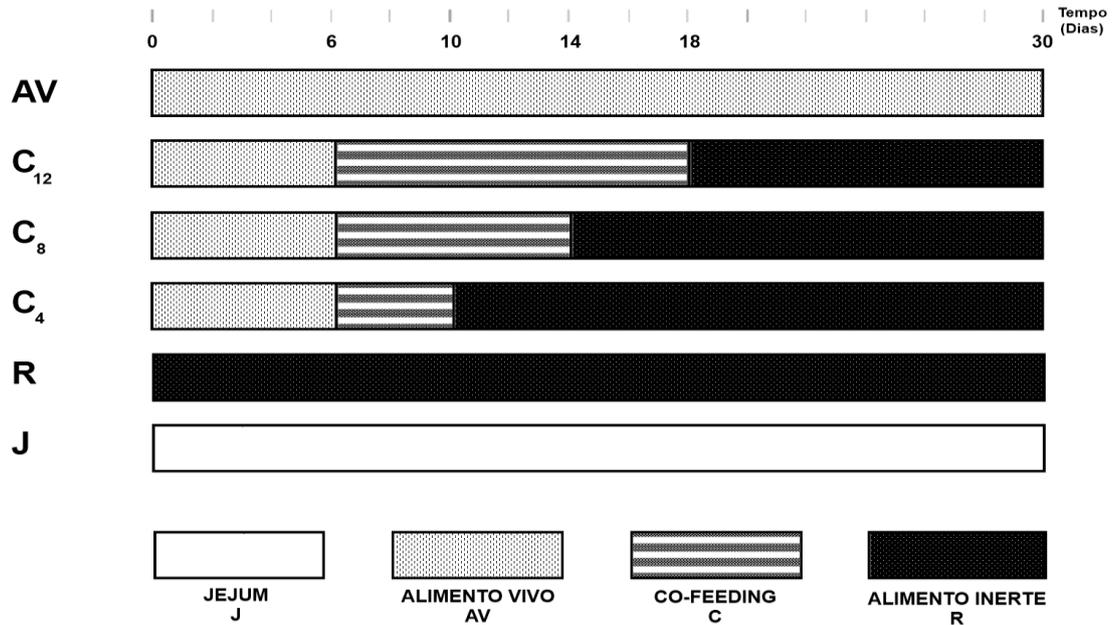


Figura 1- Esquema de fornecimento de alimento e transição alimentar para larvas de *Botia lohachata*

Descrição dos tratamentos:

AV= fornecimento de alimento vivo durante todo período experimental;

C₁₂= 6 dias de alimento vivo + 12 dias de coalimentação (alimento vivo e alimento inerte) + 12 dias de alimento inerte;

C₈= 6 dias de alimento vivo + 8 dias de coalimentação + 16 dias de alimento inerte;

C₄= 6 dias de alimento vivo + 4 dias de coalimentação + 20 dias de alimento inerte;

R= fornecimento exclusivo de alimento inerte, desde a primeira alimentação exógena;

J= larvas submetidas a jejum, como controle negativo.

Como alimento inerte, foi utilizada uma ração comercial extrusada, comercializada na forma de pó, indicada para fases iniciais de peixes tropicais carnívoros e onívoros. Os níveis de garantia da ração comercial utilizada foram: Proteína (mín.): 55,0 %; Extrato Etéreo (mín.): 10 %; Fibra Bruta (máx.): 5,0 %; Cálcio (máx.): 2,0 %; Fósforo (mín.): 1,0 %; Cinzas (máx.): 10,0 %; Vitamina C: 500,0 mg.

A ração foi passada em diferentes peneiras, obtendo-se duas classes de tamanhos de partícula (142 - 350 µm e 350 - 500 µm). A ração de 142 - 350 µm foi ofertada até o 18º dia, depois, foi substituída pela de 350 - 500 µm.

Como manejo alimentar foi fornecido, primeiramente, o alimento vivo e, após cerca de 5 minutos, o alimento inerte. Nos tratamentos que receberam exclusivamente alimento inerte, este foi fornecido *ad libitum*. Foi adotada uma frequência alimentar, tanto de alimento vivo quanto de alimento inerte, de três vezes ao dia, sempre às 8h, 12h e 17h.

Não foi adotado programa de luz artificial, seguindo o fotoperíodo natural, com aproximadamente 13 horas de luz. O monitoramento do oxigênio, temperatura e pH da água foi realizado diariamente, às 9h. O oxigênio/temperatura foi monitorado com o auxílio de oxímetro e o pH, com pHmetro, ambos digitais e com precisão de duas casas. No início e final do experimento, foi mensurada a amônia total (mg/L).

A limpeza das telas do sistema de drenagem, lã do filtro e mangueira do sistema de abastecimento foi realizada em intervalos de 5 dias. As unidades experimentais foram sifonadas diariamente às 14h, para a retirada das fezes, restos de alimentos e larvas mortas. A mortalidade foi registrada logo após o primeiro trato e, durante a limpeza das unidades experimentais, em ambos os casos, as larvas mortas eram retiradas, com auxílio de pipeta.

Para avaliar o crescimento e a sobrevivência, foi realizada uma biometria inicial, seguida de quatro biometrias intermediárias ($n = 5$ larvas) no início e no fim de cada período de coalimentação, e uma última, ao final do experimento ($n = 10$ larvas para cada unidade experimental). Nas biometrias intermediárias, as larvas foram retiradas unicamente da repetição 1, de cada tratamento. Para análise da sobrevivência final e crescimento, foram levadas em consideração apenas 3 repetições. Nestas larvas, foram mensurados comprimento total e peso úmido. A partir dos dados biométricos, foram calculados: relação peso/comprimento; ganho de peso = peso final – peso inicial; taxa de crescimento específico (TCE) = $(\ln \text{ peso final} - \ln \text{ peso inicial}) \times 100 / \text{intervalo de tempo (dias)}$ e a sobrevivência $(N^\circ \text{ de larvas final} / (N^\circ \text{ de larvas inicial} - N^\circ \text{ de larvas coletadas para biometria}) \times 100$, de cada unidade experimental.

Após a medição de peso e comprimento, em todas as biometrias, as cinco larvas foram fixadas em formalina de Carson, para as análises histológicas. Para os procedimentos histológicos, as larvas foram incluídas em blocos de parafina. Foram obtidos cortes de 5 μm de espessura, com utilização de micrótomo semiautomático LEICA, utilizando navalhas de aço. Posteriormente, foram corados pelo método de hematoxilina-eosina (HE).

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado e os dados obtidos mediante as mensurações biométricas, apresentados como média \pm desvio padrão e foram submetidos à análise de variância paramétrica (ANOVA), considerando os resultados da repetição. Para os resultados que apresentaram

diferenças significativas entre os tratamentos ($P < 0,05$), as médias foram comparadas pelo teste de Tukey. Os dados de sobrevivência e TCE em peso e comprimento foram transformados em $y = \arcsin \sqrt{x/100}$, sendo x o valor da sobrevivência em porcentagem. Todas as análises foram realizadas com auxílio do programa SAS (versão 9.0).

RESULTADOS E DISCUSSÃO

As variáveis da qualidade de água mensuradas diariamente foram semelhantes nos seis tratamentos, apresentando valores médios de temperatura de $28,8 \pm 0,1^\circ \text{C}$, pH $6,9 \pm 0,1$, oxigênio dissolvido $6,3 \pm 0,2 \text{ mg L}^{-1}$. A amônia não-ionizada foi monitorada semanalmente, permanecendo abaixo de $0,01 \text{ mg L}^{-1}$, durante o período experimental.

Os resultados de sobrevivência das larvas, nos períodos observados, estão apresentados na tabela 1. A sobrevivência das larvas ao final de 30 dias variou de 41% a 53%. Os diferentes períodos de coalimentação testados não influenciaram a porcentagem de sobrevivência das larvas de *Botia lohachata*. Não houve diferença ($P > 0,01$) na sobrevivência das larvas submetidas aos tratamentos AV, C₁₂, C₈, C₄, em todos os períodos observados.

Tabela 1- Comportamento da Sobrevivência de larvas de *Botia lohachata* durante o período experimental.

Períodos	Tratamentos					
	AV	C ₁₂	C ₈	C ₄	R	J
10 DAE	53,7 ± 12,9 A	48,7 ± 2,5 A	51,0 ± 6,2 A	49,7 ± 5,7 A	23,0 ± 4,4 A	51,0 ± 17,8 A
14 DAE	53,3 ± 12,3 A	48,7 ± 2,5 A	51,0 ± 6,2 A	49,3 ± 5,9 A	20,7 ± 4,0 B	9,3 ± 2,3 B
18 DAE	53,3 ± 12,3 A	48,3 ± 3,1 A	50,7 ± 5,9 A	49,0 ± 6,1 A	15,3 ± 6,7 B	6,3 ± 1,2 B
22 DAE	53,3 ± 12,3 A	48,3 ± 3,1 A	50,3 ± 5,5 A	47,3 ± 4,2 A	10,3 ± 4,9 B	5,0 ± 2,0 B
28 DAE	53,3 ± 12,3 A	48,0 ± 3,6 A	49,3 ± 6,4 A	43,3 ± 3,5 A	8,0 ± 3,6 B	3,4 ± 2,9 B
33 DAE	53,3 ± 12,3 A	46,7 ± 4,0 A	44,0 ± 7,0 A	41,0 ± 5,6 A	5,3 ± 5,0 B	1,7 ± 2,9 B
10 A 33 DAE	99,3	95,9	86,3	82,5	23	3,3

Ocorreu alta mortalidade no período inicial (4 DAE a 10 DAE) em todos os tratamentos. A mortalidade registrada não pode ser creditada a um possível efeito do tratamento, aos quais as larvas estavam submetidas, já que, normalmente, as altas taxas de mortalidade em larvas por inanição concentram-se a partir de 10

DAE. Outros autores verificaram mortalidade massiva em larvas de pacu somente a partir de 18 DAE, quando submetidas a jejum e alimentadas exclusivamente com dieta inerte (LEITÃO et al., 2011; MENOSSI et al., 2012; TESSER et al., 2006).

Nas larvas com idade superior a 10 DAE, após 6 dias de experimento, a sobrevivência dos animais nos tratamentos, com uso de *Artemia*, foi acima de 82,5%, entretanto, nos demais tratamentos, mesmo após o período inicial de 6 dias, houve elevada mortalidade. Não houve melhora nesta variável. No jejum, menos de 4% das larvas que estavam viáveis após 10 dias de experimento chegaram vivas ao 33º dia.

Não foi verificado efeito ($P > 0,01$) na sobrevivência das larvas submetidas aos tratamentos que receberam alimento vivo, incluindo o menor período de coalimentação. Normalmente, com a supressão precoce do alimento vivo, o crescimento e a sobrevivência de larvas altriciais são afetados (LEITÃO et al., 2011; TESSER, 2002).

As larvas do tratamento AV apresentaram os maiores ($p < 0,01$) valores médios em todas as variáveis de desempenho analisadas ao final do experimento (Tabela 2), seguidos pelas larvas que foram submetidas à alimentação conjunta (coalimentação). As taxas de crescimento específico em peso e comprimento das larvas submetidas ao C12 e C8 não diferiram entre si e foram superiores ao C4. Menossi et al. (2012) verificaram os melhores desempenhos de crescimento e sobrevivência, assim como a mais acelerada organogênese do sistema digestório, entre as larvas de pacu, alimentadas exclusivamente com alimento vivo, após 23 dias de experimento.

Tabela 2- Desempenho zootécnico de *Botia lohachata* submetidas a diferentes protocolos alimentares durante 30 dias de larvicultura.

Tratamentos	Peso (mg)	TCE em peso (% dia ⁻¹)	Comprimento (mm)	TCE em comprimento (% dia ⁻¹)
AV	192,8 ± 57,6 A	20,5 ± 0,9 A	25,4 ± 2,7 A	6,1 ± 0,3 A
C ₁₂	122,1 ± 41,8 B	18,9 ± 1,3 B	20,4 ± 2,5 B	5,3 ± 0,4 B
C ₈	89,2 ± 23,7 C	18,0 ± 0,9 B	18,5 ± 1,7 B	5,0 ± 0,3 B
C ₄	55,6 ± 17,5 D	16,4 ± 1,0 C	15,6 ± 1,7 C	4,5 ± 0,4 C
R	19,0 ± 8,9 D	12,7 ± 1,3 D	11,3 ± 1,64 D	3,4 ± 0,5 D
J	7,7 ± 5,6 D	8,9 ± 3,0 E	8,8 ± 2,4 D	2,5 ± 0,9 E

Médias seguidas da mesma letra (na vertical) não diferem entre si pelo teste de Tukey ($P < 0,01$).

Embora as médias de peso e comprimento das larvas submetidas ao tratamento R não tenham diferido das larvas em jejum, suas respectivas taxas de crescimento específico indicam a superioridade das larvas do tratamento R, tanto em peso quanto em comprimento (Tabela 2).

O resultado das variáveis peso (Figura 1) e comprimento (figura 2), obtido por meio das biometrias intermediárias, no decorrer do experimento, confirmam superioridade do AV e dos tratamentos envolvendo coalimentação.

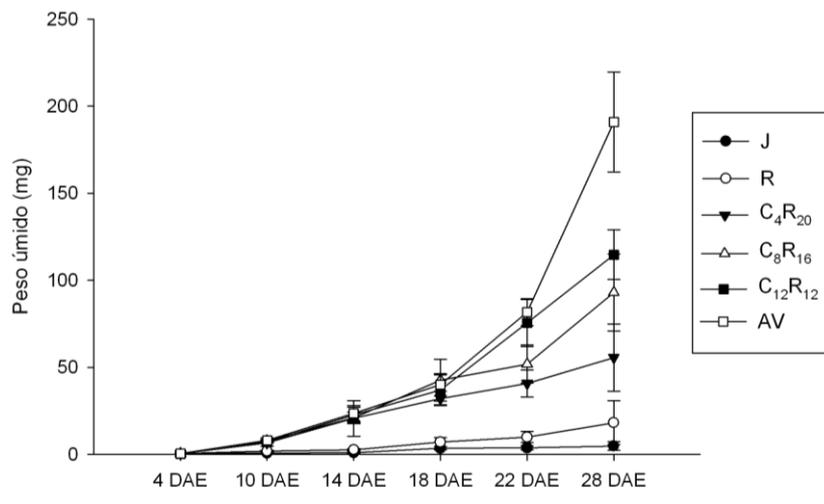


Figura 1- Peso úmido (mg) das larvas de *Botia lohachata* submetidas a diferentes protocolos alimentares, obtidos nas biometrias intermediárias.

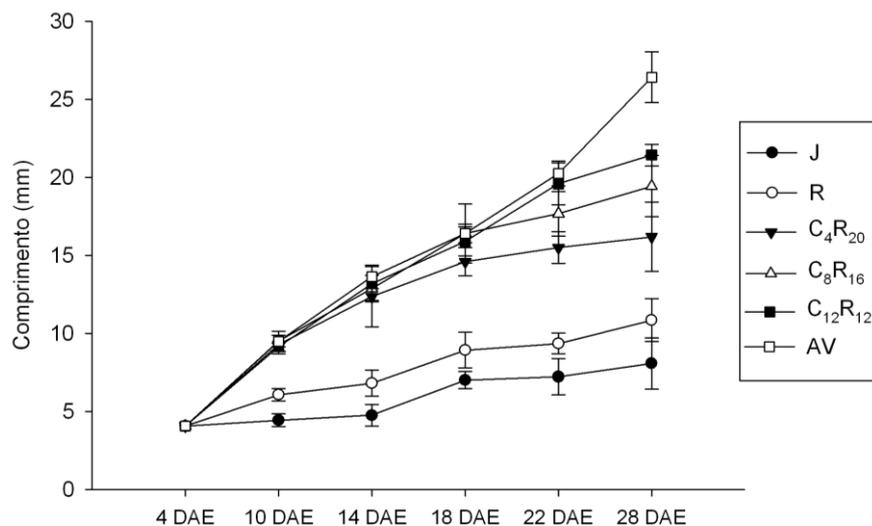


Figura 2- Comprimento total (mm) das larvas de *Botia lohachata* submetidas a diferentes protocolos alimentares, obtidos nas biometrias intermediárias.

Os resultados obtidos, a partir da análise das lâminas histológicas, indicaram que, ao final do experimento, as larvas alimentadas com *Artemia* destacaram-se não somente por seu melhor desempenho zootécnico, mas também pela organogênese de seu sistema digestório, notavelmente mais desenvolvido que a das larvas do R e J, após 30 dias de experimento. Assim como observado para a *Botia lohachata*, há relatos de casos de atraso ontogênico do sistema digestório de larvas de diferentes espécies, quando há supressão do alimento vivo na sua alimentação inicial (ENGROLA et al., 2009; JOMORI, 2005; MENOSSEI et al., 2012; TESSER et al., 2006).

CONCLUSÕES

A supressão precoce de alimento vivo durante a transição alimentar influencia negativamente no crescimento de larvas de *Botia lohachata*.

A sobrevivência das larvas de *Botia lohachata* não é influenciada pela supressão do alimento vivo a partir de 10 dias, adotando um período de quatro dias de coalimentação;

A substituição precoce do alimento vivo impacta mais no crescimento do que na sobrevivência da espécie.

A alimentação exclusiva com alimento inerte prejudica o desenvolvimento do sistema digestório das larvas.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ALVARADO-CASTILLO, J. D. **Substituição precoce do alimento vivo pelo alimento inerte na larvicultura do acará-bandeira (*Pterophyllum scalare*)**. Jaboticabal - SP: Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2010. 57p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2010.

ANDRADE, D. R.; YASUI, G. S., O manejo da reprodução natural e artificial e sua importância na produção de peixes no Brasil, **Rev. Bras. Reprod. Anim.**, v. 27, n. 2, p. 166-172, 2003.

CAHU, C.; ZAMBONINO-INFANTE, J. L. Substitution of live food by formulated diets in marine fish larvae. **Aquaculture**, v. 200, p. 161-180, 2001.

CERICATO, L. **Substituição do alimento vivo pelo artificial e morfologia do sistema digestório de larvas de piau, *Leporinus macrocephalus***. Jaboticabal – SP: Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2005. 72p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2005.

ENGROLA, S.; FIGUEIRA, L.; CONCEIÇÃO, E. C. L. Co-feeding in Senegalese sole larvae with inert diet from mouth opening promotes growth at weaning. **Aquaculture**, v. 288, p. 264-272, 2009.

FISHBASE. **Botia lohachata**. Disponível em: <http://fishbase.org/summary/Botia-lohachata.html>. Acesso em: 19 jan. 2013.

GISBERT, E.; MERINO, G.; MUGUET, J. B.; BUSH, D.; PIEDRAHITA, R. H.; CONKLIN, D. E. Morphological development and growth patterns in hatchery-reared California halibut larvae. **Journal of Fish Biology**, v. 61, p. 1217-1229, 2002.

GISBERT, E.; PIEDRAHITA, R. H.; CONKLIN, D. E. Ontogenetic development of the digestive system in California halibut (*Paralichthys californicus*) with notes on feeding practices. **Aquaculture**, v. 232, p. 455-470, 2004.

JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J.; GERALDO-MARTINS, M. I. E.; PORTELLA, M. C. Economic evaluation of *Piaractus mesopotamicus* juvenile production in different rearing systems, **Aquaculture**, v. 243, n. 1-4, p. 175- 183, 2005.

JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J.; GERALDO-MARTINS, M. I. E.; PORTELLA, M. C. Stable carbon ($\delta^{13}\text{C}$) and nitrogen ($\delta^{15}\text{N}$) isotopes as natural indicators of live and dry food in *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) larval tissue. **Aquaculture Research**, v. 39, p. 370-381, 2008.

JOMORI, R. K.; CARNEIRO, D. J.; MALHEIROS, E. B.; PORTELLA, M. C. Growth and survival of pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) juveniles reared in ponds or at different initial larviculture periods indoors. **Aquaculture**, v. 221, p. 277–287, 2003.

KUBITZA, F. Preparação de rações e estratégias de alimentação no cultivo intensivo de peixes carnívoros. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE NUTRIÇÃO DE PEIXES E CRUSTÁCEOS. 1995, Campos de Jordão. **Anais...** Campinas: CBNA, 1995. p. 91-115.

KUROKAWA, T.; KAGAWA, H.; OHTA, H.; TANAKA, H.; OKUZAWA, K.; HIROSE, K. Development of digestive organs and feeding ability in larvae of Japanese eel (*Anguilla japonica*). **Can. J. Fish. Aquat. Sci.**, v. 52, p. 1030-1036, 1995.

LAZO, J. P.; DARIAS, M. J.; GISBERT, E. Digestive Development and Nutrient Requirements: Ontogeny of the digestive tract. In: HOLT, G. J. (Ed.) **Larval fish Nutrition**. Iowa: Wiley-Blackwell. 2011. 448p.

LEITÃO, N. J.; PAI-SILVA, M. D.; ALMEIDA, F. L. A.; PORTELLA, M. C. The influence of initial feeding on muscle development and growth in pacu *Piaractus mesopotamicus* larvae. **Aquaculture**, v. 315, p. 78-85, 2011.

MACIEL, C. M. R. R. **Ontogenia das larvas de piracanjuba, *Brycon orbignyanus* Valenciennes (1849) (Characiformes, Characidae, Bryconinae)**. Viçosa – MG: Universidade Federal de Viçosa, 2006. 229p. Tese (Doutorado em Zootecnia) - Universidade Federal de Viçosa, 2006.

MENOSSE, O. C. C.; TAKATA, R.; SÁNCHEZ-AMAYA, M. I.; FREITAS, T., M.; YÚFERA, M.; PORTELLA, M. C. 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, 2012.

PERSON LE RUYET, J.; ALEXANDRE, J. C.; THÉBAUD, L.; MUGNIER, C. Marine fish larvae feeding: formulated diets or live prey? **Journal of the World Aquaculture Society**. v. 24, p. 211-224, 1993.

PORTELLA, M. C.; DABROWSKI, K. Diets, physiology, biochemistry and digestive tract development of freshwater fish larvae. In: CYRINO, J. E. P.; BUREAU, D.; KAPOOR, B. G. (Ed.) **Feeding and Digestive Functions in Fishes**. CRC Press, 2008, p. 227-279.

ROCHA, A. F.; CARVALHO, C. V. A.; SAMPAIO, L. A. Produção de juvenis do linguado *Paralichthys orbignyanus*: efeito da duração do período de co-alimentação durante o desmame. **Ciência Rural**, v. 38, n. 8, p. 2334-2338, 2008.

SARASQUETE M. C.; POLO A.; YÚFERA, M. Histology and histochemistry of the development of digestive system of larval gilthead seabream, *Sparus aurata*. **Aquaculture**, v. 130, p. 79-92, 1995.

SHARMA, S. N.; GUHA, G.; SINGH, B. R. Gill Dimensions of a hillstream fish, *Botia lohachata* (Pisces, Cobitidae). **Proc. Indian natn. Sci. Acad.**, v. 48, n. 1, p. 81-90, 1982.

SHRESTHA, T. K. Rare fishes of Himalayan Waters of Nepal. **J. Fish Biol.**, v. 37, p. 213-216, 1990.

TESSER, M. B. **Desenvolvimento do trato digestório e crescimento de larvas de pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) em sistemas de coalimentação com náuplios de *Artemia* e dieta microencapsulada.** Jaboticabal - SP: Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2002. 59p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura) - Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, 2002.

TESSER, M. B.; PORTELLA, M. C. Ingestão de ração e comportamento de larvas de pacu em resposta a estímulos químicos e visuais. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 35, n. 5, p. 1887-1892, 2006.

WOYNAROVICH. E.; HORVÁTH L. **A propagação artificial de peixes de águas tropicais: manual de extensão.** Brasília: FAO/CODEVASF/CNPq, 1983.