

**ONTOGENIA INICIAL DO HÍBRIDO TAMBATINGA
(*Colossoma macropomum*, FÊMEA X *Piaractus
brachypomus*, MACHO).**

ANDRÉ VELOSO FERREIRA

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE
DARCY RIBEIRO - UENF

CAMPOS DOS GOYTACAZES - RJ
OUTUBRO DE 2011

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE DARCY RIBEIRO
CENTRO DE CIÊNCIAS E TECNOLOGIAS AGROPECUÁRIAS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL
LABORATÓRIO DE ZOOTECNIA E NUTRIÇÃO ANIMAL

**ONTOGENIA INICIAL DO HÍBRIDO TAMBATINGA
(*Colossoma macropomum*, FÊMEA X *Piaractus
brachypomus*, MACHO).**

ANDRÉ VELOSO FERREIRA

Orientador: DALCIO RICARDO ANDRADE

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.

CAMPOS DOS GOYTACAZES - RJ
OUTUBRO DE 2011

**ONTOGENIA INICIAL DO HÍBRIDO TAMBATINGA
(*Colossoma macropomum*, FÊMEA X *Piaractus
brachypomus*, MACHO).**

ANDRÉ VELOSO FERREIRA

“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 Ciencia Animal”.

Aprovada em 31 de outubro de 2011.

Comissão Examinadora:

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

Prof. Levy de Carvalho Gomes (D.Sc. Biol. de Água Doce e Pesca Interior) - UVV

Prof. Eduardo Shimoda (D.Sc., Produção Animal) - UCAM

Prof. Dalcio Ricardo de Andrade (D.Sc., Zootecnia) - UENF
(Orientador)

"E disse Deus: Façamos o homem a nossa imagem, conforme à nossa semelhança; e domine sobre os peixes, sobre as aves e sobre o gado e sobre toda a terra."

(Genesis 2: 26)

"O meu Deus, segundo as suas riquezas suprirá todas as vossas necessidades em glória, por Cristo".

(Aos Filipenses 4:19)

Aos meus pais Nilton Lopes Ferreira e Marisa Augusta Veloso Ferreira, pelo sustento, amor, intensa dedicação incondicional e exemplo, de pais e pessoas, que são e sempre serão e ainda pela minha criação nos caminhos da retidão.

A minha esposa Bruna Cristina Guerrieri Veloso Ferreira e a todos os meus familiares que após esses anos sofridos, desfrutam agora junto comigo da realização desse sonho.

DEDICO

AGRADECIMENTOS

À Deus que a todo instante me deu forças para o cumprimento das responsabilidades para a execução desse trabalho.

À Universidade Estadual do Norte Fluminense (UENF), ao Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias (CCTA) e ao Laboratório de Zootecnia e Nutrição Animal (LZNA), pelo oferecimento deste curso.

À FAPERJ/UENF, pela concessão dos recursos necessários para a elaboração dos experimentos.

À Presidência da FENORTE e às Diretorias do TECNORTE pela minha liberação, pelo apoio e confiança durante toda a realização do Doutorado.

Ao Instituto Projeto Piabanha, pela cessão de animais e do espaço na Estação de Piscicultura para a realização do experimento da tese

Aos orientadores e amigos Prof. D. Sc. DALCIO RICARDO DE ANDRADE e Prof. D. Sc. MANUEL VAZQUEZ VIDAL Jr., pela confiança, pelos conhecimentos compartilhados e por toda dedicação durante o Doutorado.

À GUILHERME DE SOUZA, Diretor Técnico do Instituto Projeto Piabanha, pelas autorizações, apoio, orientações e hospedagem durante minha permanência na Estação de Piscicultura do Projeto Piabanha, para a execução do experimento e pela amizade. Guilherme muito obrigado!!

À EVÓDIO LUIZ SANCHES PEÇANHA, Responsável Técnico do Projeto Piabanha, por toda a assistência, orientação e auxílio durante a execução do experimento e também pela amizade.

Ao meu amado pai, NILTON LOPES FERREIRA, pelo sustento, educação, amor e exemplo, de pai e de homem, que é sempre será.

À minha amada mãe, MARISA AUGUSTA VELOSO FERREIRA, pelo amor, ensinamentos, extrema dedicação e exemplo de mãe que é e sempre será.

À minha amada esposa BRUNA CRISTINA GUERRIERI VELO FERREIRA, pelo amor compreensão, carinho, dedicação e ajuda na realização da tese. Bruna, você foi fundamental nesse momento complicado da minha vida. Te amo!!

Ao meu querido irmão, RODRIGO VELOSO FERREIRA, pelo amor e companheirismo.

Aos meus priminhos, JOÃO PEDRO PINTO DUARTE (Pedrinho), ANA BEATRIZ PINTO DUARTE (Bia) e JOÃO GABRIEL PINTO DUARTE (Cacaquel), pelos momentos de imensa alegria na minha vida.

Aos grandes amigos e profissionais, D.Sc. GEORGE SHIGUEKI YASUI (China) e D.Sc. EDUARDO SHIMODA, pela grande ajuda na execução e na discussão dos assuntos referentes à tese e pela amizade.

Aos amigos da piscicultura JONAS HENRIQUE DE SOUSA MOTTA; JOÃO VITOR AZEVEDO MANHÃES (PESÃO); JOÃO FOSSI (JOÃOZINHO); DOUGLAS DA CRUZ MATTOS; MARCELA COSTA RADAEL; PEDRO PIERRO MENDONÇA, MARCELO FANTINI POLESE; PAULO JOSÉ FOSSI; LEONARDO DAMIER CARDOSO; SHAYTNER DUARTE CAMPOS e ALEX TRINDADE BRANCO pela grande ajuda na elaboração das planilhas de dados dos resultados da tese e também pela amizade, galera muito obrigado.

A JOVANA FERRAZ CERQUEIRA CAMPOS, CONCEIÇÃO CUSTÓDIO DOS SANTOS e GLEICE KELEN GONÇALVES PONTE SILVA, da Coordenação Acadêmica da Pós-graduação em Ciência Animal pela orientação, atenção e carinho com toda a minha documentação ao longo do doutorado, principalmente a JOVANA pela paciência e por ficar no meu pé, não me deixando perder meus prazos.

Ao Administrador / Diretor Geral do Projeto Piabanha, THIAGO CAETANO DA SILVA BERRIEL pela disponibilização do laboratório, hospedagem, transporte pela amizade.

A todo o pessoal do Projeto Piabanha MARQUINHOS, KEISON, MAZINHO e SAMUEL, pela ajuda nas coletas e pela amizade, muito obrigado.

Ao Sr. JORGE FRANCISCO PINTO FILHO (Seu JORGE) e demais Funcionários do Núcleo Experimental de Zootecnia, pelo trabalho na fase de campo.

A todos os amigos do TECNORTE e da FENORTE pelo incentivo, apoio, compreensão e pela amizade.

Àqueles que contribuíram direta ou indiretamente para a realização deste trabalho.

À TODOS VOCÊS, MUITO OBRIGADO !!

BIOGRAFIA

ANDRÉ VELOSO FERREIRA, filho de Nilton Lopes Ferreira e Marisa Augusta Veloso Ferreira, nasceu em 23 de fevereiro de 1975, na cidade do Rio de Janeiro, Estado do Rio de Janeiro.

Concluiu o 2º grau no “Colégio Brigadeiro Newton Braga”, Rio de Janeiro-RJ, em dezembro de 1993.

Ingressou em agosto de 1994 no curso de graduação em Ciências Biológicas da Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro-RJ, graduando-se em dezembro de 1999. Durante o curso foi estagiário do Núcleo de Inovação e Gerenciamento Pesqueiro do Instituto de Biologia, destacando-se na área de Aquacultura e Biologia Pesqueira, onde foi monitor durante dois anos.

Em março de 2005, iniciou o curso de Pós-graduação *stricto sensu* em Ciência Animal - Nutrição e Produção Animal, Mestrado, na UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE DARCY RIBEIRO, em Campos dos Goytacazes-RJ, submetendo-se à defesa de dissertação em 27 de fevereiro de 2007.

Em março de 2007, iniciou o curso de Pós-graduação *stricto sensu* em Ciência Animal - Nutrição e Produção Animal, Doutorado, na UNIVERSIDADE ESTADUAL DO NORTE FLUMINENSE RIBEIRO, em Campos dos Goytacazes-RJ, submetendo-se à defesa de tese em 31 de outubro de 2011.

SUMÁRIO

	Páginas
RESUMO	xi
ABSTRACT	xiii
1 INTRODUÇÃO	1
1.1 Objetivos	5
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	6
2.1 ASPECTOS BIOLÓGICOS DO TAMBAQUI E DA PIRAPITINGA	6
2.1.1 O Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	7
2.1.2 A Pirapitinga (<i>Piaractus brachypomus</i>)	10
2.2 ASPECTOS ZOOTÉCNICOS DO TAMBAQUI E DA PIRAPITINGA	12
2.3 PRODUÇÃO DO TAMBAQUI E DA PIRAPITINGA	17
2.4 A UTILIZAÇÃO DE HÍBRIDOS NA PISCICULTURA	18
2.5 ORGANISMOS VIVOS NA ALIMENTAÇÃO DE LARVAS DE PEIXES	22
2.6 TERMINOLOGIA DOS OVOS E LARVAS EM PEIXES	26
2.7 O VITELO	30
2.8 ONTOGENIA DE EMBRIÕES	33
2.9 ONTOGENIA DE LARVAS.....	37
3 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	40
4 TRABALHOS.....	62

ONTOGENIA DE EMBRIÕES DO HÍBRIDO TAMBATINGA (*Colossoma macropomum*, FÊMEA X *Piaractus brachypomus*, MACHO)

RESUMO	63
ABSTRACT	64
INTRODUÇÃO	65
MATERIAL E MÉTODOS	67
RESULTADOS	69
DISCUSSÃO	76
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	83

**ONTOGENIA DE LARVAS DO HÍBRIDO TAMBATINGA (*Colossoma macropomum*,
FÊMEA X *Piaractus brachypomus*, MACHO)**

RESUMO	88
ABSTRACT	89
INTRODUÇÃO	90
MATERIAL E MÉTODOS	92
RESULTADOS	95
DISCUSSÃO	107
CONCLUSÕES	124
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	125

**CONSUMO DE VITelo EM LARVAS DO HÍBRIDO TAMBATINGA (*Colossoma*
macropomum, FÊMEA X *Piaractus brachypomus*, MACHO)**

RESUMO	134
ABSTRACT	135
INTRODUÇÃO	136
MATERIAL E MÉTODOS	138
RESULTADOS	141
DISCUSSÃO	151
CONCLUSÕES	159
REFERÊNCIAS BIBLOGRÁFICAS	160

RESUMO

FERREIRA, André Veloso D.Sc., Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro; Setembro de 2011; Ontogenia inicial de tambatinga (*Piaractus brachypomus*, macho X *Colossoma macropomum*, fêmea) sob condições de alimentação normal e restrição alimentar; Orientador: Prof. D.Sc. Dalcio Ricardo de Andrade. Co-orientador: D.Sc. Manuel Vazquez Vidal Jr.

Ovos fertilizados do cruzamento de *Colossoma macropomum* (fêmea) X *Piaractus mesopotamicus* (macho) foram obtidos através de desova induzida de matrizes em cativeiro e incubados a 28°C em uma incubadora de 200L. Os embriões foram observados a cada 30 minutos com o auxílio de microscópio óptico e estereoscópico, e posteriormente classificados pelas características morfo-fisiológicas. O período embrionário durou 12 horas pós-fecundação e foi dividido em cinco subperíodos: clivagem, blástula, gástrula, organogênese e eclosão e ocorreu semelhantemente ao desenvolvimento embrionário das espécies parentais. Após a eclosão das larvas, com 72 horas pós-eclosão (hpe) ocorreu a transferência destas larvas para um tanque escavado previamente adubado. As larvas de tambatinga também foram observadas em microscópio óptico e estereoscópico, por um período de 30 dias, sendo a cada 8 horas durante os primeiros 20 dias e a cada 24 horas durante os últimos 10 dias. Ao final do período experimental a larvas puderam ser classificadas pelas características morfo-fisiológicas, dividindo o período de desenvolvimento larval em: larva-vitelínica: entre a eclosão e 112 hpe, larva em pré-flexão: entre 113 e 127 hpe, larva em flexão: entre 128 e 144 hpe, larva em pós-flexão: entre 145 e 254 hpe e larva em metamorfose: entre 255 e 720 hpe. As larvas de tambatinga também foram mensuradas quanto ao comprimento total (CT); comprimento padrão (CP); altura do corpo (AC); comprimento da cabeça (CCa); altura da cabeça (ACa); diâmetro do olho (DO); peso (P); comprimento da vesícula vitelínica (CV) e altura da vesícula vitelínica (AV). As larvas eclodidas eram transparentes e apresentaram primórdio óptico, condrocânio, batimentos cardíacos, membrana hialina, ausência de boca natação intensa, $3,21 \pm 0,09$ mm de CP; $3,30 \pm 0,09$ mm de CT; $1,01 \pm 0,06$ mm de AC; $0,99 \pm 0,05$ de CCa; $0,41 \pm 0,31$ mm de ACa; $0,21 \pm 0,01$ mm de DO e 1,0297g. As variáveis morfométricas avaliadas se mantiveram estáveis até o início da alimentação exógena e após esse momento apresentaram um intenso crescimento visualizado até o final do período experimental. Ao final do experimento,

com 30 dias pós-eclosão, não visualizaram-se as escamas, mas as larvas apresentaram semelhança com a coloração juvenil do tambaqui e também com a forma adulta, finalizando o experimento ainda em metamorfose e mediram $31,00 \pm 0,22$ mm de CT; $24,53 \pm 0,14$ mm de CP; $11,50 \pm 0,76$ mm de AC; $8,73 \pm 0,56$ mm de CCa; $8,93 \pm 0,49$ mm de ACa e $2,70 \pm 0,09$ mm de DO e 479,8633mg de P. Com os valores de CV e AV pôde ser calculado os sucessivos valores de volumes das vesículas vitelínicas das larvas O consumo de vitelo das larvas de foi descrita pela equação $\hat{y} = (2,6063 \times 10^{-7})x^4 - (2,3716 \times 10^{-5})x^3 + (7,0540 \times 10^{-4})x^2 - (8,8986 \times 10^{-3})x + 0,6900$ ($R^2 = 0,9882$, $P < 0,05$) e através dela determinou-se a exaustão das reservas de vitelo com 82,98 horas pós-eclosão, sendo a vesícula vitelíca ainda observada até 112 horas pós-eclosão. Durante o período inicial de alimentação exógena observou-se que as larvas não apresentaram evolução das variáveis morfométricas indicando que não estavam aptas nesse momento a se nutrirem do alimento exógeno.

Palavras-chave: Ontogenia, Híbrido, Vitelo, Piscicultura, Myleinae

ABSTRACT

FERREIRA, André Veloso D. Sc., Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro; 2011 september; Early ontogeny of tambatinga (*Piaractus brachypomus*, male X *Colossoma macropomum*, female) under normal feeding and starvation condition; Adviser: Prof. D.Sc. Dalcio Ricardo de Andrade. Co-adviser: D.Sc. Manuel Vazquez Vidal Jr.

Fertilized eggs of Tambatinga, hibryd between *Colossoma macropomum* female X *Piaractus brachypomus* male, were obtained by induced spawning and incubated at 28°C in a cilindro-conical incubator of 200L. The eggs were studied using a optical and a stereoscopic microscope. For the embryonic stage, 30 eggs were sampled each 30 minutes. The hatching occurred 12 hours after fertilization (haf) and the stages of embryonic development were determined and classified by morph-physiologicals features. Embryonic development of tambatinga was divided into five sub-periods: cleavage, blastulation, gastrulation, organogenesis and hatching. After hatching the larvae with 72 hours post-hatching (hph) were transferred to a manure-fertilized pond. Tambatinga larvae were also studied during 30 days using a optical and a stereoscopic microscope, each 8 hours, during 20 first experimental days, and each 24 hours, during last 10 experimental days. For the larval stage, tambatinga larvae were studied by morph-physiologicals features and the larval period was classified as vitelline-larvae: hatching until 112hph, pre-flexion larvae: 113 until 127hph, larvae in flexion: 128 until 144hph, post-flexion larvae: 145 until 254hph and larvae in metamorfoses: 255 until 720hph. Tambatinga larvae were also measured in total length (TL) standard length (SL), body height (BH), head length (HL), head height (HH), eye diameter (ED), weight (W), length of the yolk sac (LY) and height of the yolk sac (HY). The newly-hatched larvae were transparent and showed optic primordium, condrocranium, heartbeat, hyaline membrane, absence of mouth and intense swimming and the measures verified were $3,21 \pm 0,09\text{mm}$ for TL; $3,30 \pm 0,09\text{mm}$ for SL; $1,01 \pm 0,06\text{mm}$ for BH; $0,99 \pm 0,05$ for HL; $0,41 \pm 0,31\text{mm}$ for HH; $0,21 \pm 0,01\text{mm}$ for YD and 1,0297 for W. Morphometrics parameters showed no altererations up to the onset of the exogenous feeding and after this moment the larvae showed an intensive growth of all morphometrics parameters. At the end of

the experiment with 30 days post-hatch was not visualized the presence of scales, but the larvae showed resemblance to the adult form and ended the experiment still in metamorphose sub-period measuring $31.00 \pm 0.22\text{mm}$ for TL, $24.53 \pm 0.14\text{mm}$ for SL, $11.50 \pm 0.76\text{mm}$ for BH, $8.73 \pm 0.56\text{mm}$ HL; $8.93 \pm 0.49\text{mm}$ for HH and $2.70 \pm 0.09\text{mm}$ for YD. With the variables CV and AV of 10 experimental days were determined the successive values of larvae yolk-sac volumes. At the end of experimental period the consumption of yolk was described by the equation $\hat{y} = (2,6063 \times 10^{-7})x^4 - (2,3716 \times 10^{-5})x^3 + (7,0540 \times 10^{-4})x^2 - (8,8986 \times 10^{-3})x + 0,6900$ ($R^2 = 0,9882$, $P < 0,05$) that determined the yolk exhaustion with 82.98 hours post-hatching, but the yolk-sac was still observed up to 112 hours post-hatching.

Keywords: Ontogeny, Hybrid, Yolk, Aquaculture, Myleinae.

1. INTRODUÇÃO

A piscicultura é uma atividade milenar de produção de peixes em cativeiro que desenvolveu tecnologias de cultivo para níveis de produção superiores a 20 toneladas por hectare/ciclo, para a piscicultura de corte. Na piscicultura de espécies ornamentais além de alta produtividade, seleções e melhoramentos genéticos permitiram a criação de variedades onde um único exemplar possui um alto valor agregado.

A piscicultura de corte no Brasil está baseada na produção da tilápia (*Oreochromis niloticus*) que mesmo sendo uma espécie exótica, pois sua origem é africana, é a espécie mais produzida em cultivos brasileiros. Além da tilápia, alguns peixes nativos apresentam altos volumes de produção atingindo níveis industriais de produção como os peixes redondos que apresentam no mercado cortes especiais e produtos beneficiados.

Dentre os peixes redondos, o tambaqui (*Colossoma macropomum*, Cuvier 1818) e a pirapitinga (*Piaractus brachypomus*) são peixes nativos do Brasil, Colômbia e Venezuela e importantes no cenário da piscicultura desses países. O tambaqui vem sendo a segunda espécie mais produzida no Brasil, atrás da tilápia e é também a espécie mais produzida na região norte do Brasil. A pirapitinga é a espécie menos produzida entre os peixes redondos no Brasil. Já na Colômbia é a segunda espécie mais produzida em cativeiro e considerada a espécie de maior potencial da piscicultura de águas quentes continentais da América tropical.

Peixes redondos é um termo popular para representar essas duas espécies, juntamente com o pacu (*Piaractus mesopotamicus*), bem como os híbridos entre essas três espécies e os demais integrantes da subfamília Myleinae. Esses peixes são assim definidos, por apresentarem seu corpo mais alto, lhes conferindo um formato rombóide a partir da fase de juvenil (SANTOS et al., 2006).

O cultivo dos peixes redondos já é amplamente difundido em todas as regiões do Brasil. O tambaqui e a pirapitinga se destacam pela grande demanda para consumo humano e alto potencial produtivo. Esses animais apresentam excelente qualidade de

carne, bom crescimento e desempenho, em sistemas de cultivo semi-intensivos e intensivos. Possuem hábito alimentar onívoro, utilizando bem a produção zooplanctônica dos tanques, ingredientes de origem vegetal e se adaptam com facilidade a rações comerciais. Esses peixes também são bem resistentes ao manejo em cativeiro apresentando alta rusticidade, docilidade e resistência a enfermidades.

Além das espécies naturais de peixes redondos os híbridos produzidos entre eles também tem tido destaque de produção comercial por apresentarem melhores aspectos zootécnicos e maior produtividade. O principal híbrido entre peixes redondos é o tambacu, resultado do cruzamento entre o macho do pacu e a fêmea do tambaqui. Este peixe é muito popular no Brasil, principalmente nas regiões Sul e Sudeste, pela sua combinação de resistência às baixas temperaturas do inverno tropical, característica do pacu, com o rápido crescimento do tambaqui. Além dos cruzamentos entre tambaqui e pacu, muitos produtores utilizam a também pirapitinga para a produção de híbridos, seja com o tambaqui para a produção da tambatinga (*P. brachypomus*, macho X *C. macropomum*, fêmea) e o piqui (*P. brachypomus*, fêmea X *C. macropomum*, macho) ou ainda com o pacu, produzindo a patinga (*P. brachypomus*, macho X *P. mesopotamicus*, fêmea).

A tambatinga é um híbrido de potencial na piscicultura brasileira e já possui alevinos comercializados no mercado nacional (GODINHO, 2007). Ela possui rastros branquiais mais desenvolvidos que os da pirapitinga, possibilitando maior eficiência no processo de utilização do fitozooplâncton presente na água de cultivo. É um peixe que possui facilidade de alcançar o peso comercial em curto período de produção, e utiliza baixos níveis de proteína bruta na dieta completar, o que representa uma economia com o custo de ração (KUBITZA, 2004a). No norte do Brasil, muitos piscicultores preferem a produção da tambatinga alegando que ela apresenta melhores desempenhos produtivos (KUBITZA, 2004a).

Na produção artificial de espécies de peixes cultivados, destaca-se a fase de larvicultura, manejo dos ovos e larvas, que é um processo onde ocorrem as maiores taxas de mortalidades. Durante os momentos iniciais da larvicultura, os animais não possuem órgãos e sistemas desenvolvidos e são mais susceptíveis as variações dos

fatores endógenos e exógenos com que estão intimamente relacionados. Entre esses fatores estão a quantidade e qualidade do alimento embrionário, a disponibilidade de alimento externo, a temperatura, o pH, incidência de predadores, patógenos, entre outros.

As larvas dos peixes teleósteos, assim que eclodem, apresentam uma vesícula contendo o vitelo, que é de origem embrionária, e será a única fonte de alimento, responsável pelos nutrientes, principalmente proteínas e lipídios, fornecidos para o desenvolvimento da larva durante os primeiros dias de vida. O tamanho dessa vesícula de vitelo, bem como a qualidade de seus nutrientes, são muito variados entre as espécies, mas no momento próximo da exaustão dessa reserva endógena é fundamental que as larvas já apresentem a boca e o trato digestório em condições de receber o alimento de origem exógena. Esse momento de passagem do alimento endógeno para o exógeno é crítico no desenvolvimento das larvas e é nesse momento onde ocorrem as maiores mortalidades (NAKATANI et al., 2001).

As larvas durante a transição alimentar do período endógeno para o período exógeno podem não ter a disponibilidade adequada de alimento, ou mesmo estarem inaptas a utilizarem esse alimento caso o mesmo seja inadequado a sua exigência nesse momento do desenvolvimento (GISBERT et al., 2000).

Estudos sobre momentos iniciais das fases de vidas dos peixes vêm contribuindo com informações valiosas para o auxílio na elaboração de protocolo de larvicultura que melhorem a eficiência desse processo e promovam maiores sobrevivências (NAKATANI et al., 2001; SATO et al., 2003; GISBERT et al., 2000; ARAUJO-LIMA, 1994; KOZARIC et al., 2008; SANTIN et al., 2008; MICALE et al., 2006). Entre esses, muitos trabalhos vêm apresentando abordagens morfológicas e fisiológicas que são fundamentais para se compreender as demandas durante as diversas fases ao longo do seu desenvolvimento (FERREIRA et al., 2006; SANTIN et al., 2008; MICALE et al., 2006).

Os estudos morfológicos de ovos e larvas de peixes, vêm utilizando também indicadores morfométricos como medidas de comprimentos e o peso. A utilização desses apenas desses indicadores, porém, não evidenciam as relações com o desenvolvimento da larva. Dessa forma, a ontogenia, de estruturas morfológicas e

funcionais, deveria também ser utilizada juntamente com esses indicadores morfométricos, no desenvolvimento de protocolos de larviculturas.

A ontogenia caracteriza-se por uma série de importantes mudanças em estrutura e função, reflexo da evolução morfológica e fisiológica, inclusive de hábitos e comportamentos, pelos quais passam os embriões, larvas e juvenis durante o seu desenvolvimento (BALON, 1975). O estudo ontogenético sobre o desenvolvimento inicial em peixes é também uma ferramenta fundamental no desenvolvimento de sistemas de produção, tanto de espécies de corte quanto de espécies ornamentais. Esses estudos contribuem para se determinar, na espécie, o momento adequado para aplicação de processos fundamentais da larvicultura que viabilizem ou melhorem a eficiência produtiva, tais como; taxas de fertilização e sobrevivência, abertura da boca, exaustão das reservas do alimento endógeno, o início da alimentação exógena, a capacidade de fuga de predadores e de captura do alimento.

O conhecimento dos aspectos morfológicos e fisiológicos durante o desenvolvimento também pode gerar informações para a larvicultura sobre o que deve ser aplicado, auxiliando no tipo de manejo quando houver variações físicas, químicas ou biológicas que possam afetar o desenvolvimento embrionário e larval, e por conseqüência a produção.

1.2. Objetivos

Os objetivos deste trabalho realizado em ovos e larvas de tambatinga foram:

- Descrever a ontogenia dos embriões;
- Descrever a ontogenia e o crescimento das larvas
- Avaliar o consumo de vitelo das larvas;

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 ASPECTOS BIOLÓGICOS DO TAMBAQUI E DA PIRAPITINGA

Na classificação taxonômica desses animais, o tambaqui (*Colossoma macropomum*) e a pirapitinga (*Piaractus brachypomus*) estão organizados em (ARAUJO-LIMA e GOMES, 2005; NAKATANI et al., 2001):

Ordem: Characiformes

Família: Characidae

Subfamília: Myleinae

Gênero: Piaractus

Espécie: *Piaractus brachypomus* (Cuvier, 1818)

Gênero: Colossoma

Espécie: *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818)

As características principais da ordem Characiformes são a boca em posição variável, geralmente terminal; ausência de espinhos na região ventral (exceção: piranhas e pacus); nadadeira adiposa presente (exceção: traíras e jejus) (SANTOS et al., 2006).

As características básicas da subfamília Myleinae são o corpo bastante comprimido e alto, quase redondo; uma série de escudos ósseos, em forma de serra, no ventre; dentes incisivos largos, alguns molariformes, próprios para quebrar frutos e sementes; os dentes se distribuem em duas fileiras na maxila superior e apenas uma na maxila inferior, sendo que atrás desta geralmente ocorre um par de dentes na região mediana ou sinfisial; osso maxilar curto, sem dentes; escamas diminutas; nadadeira dorsal longa, geralmente filamentosa nos machos, por ocasião da reprodução (SANTOS et al., 2006).

2.1.1 O tambaqui (*Colossoma macropomum*)

O tambaqui é uma espécie também nativa e amplamente distribuída pelas bacias dos rios Amazonas e Orinoco (KUBITZA, 2004). O Estado do Amazonas está situado entre os Trópicos de Capricórnio e Câncer, bem como os demais locais de distribuição desta espécie, que é uma região considerada tropical, onde ocorrem os maiores períodos de brilho solar e temperaturas elevadas. O tambaqui é uma espécie de peixes adaptada a essas condições naturais apresentando hábito alimentar diurno (MENDONÇA et al., 2009) (figura 01).

Esta espécie, no Brasil, habita naturalmente os principais rios da região amazônica e tem seu ciclo de vida associado às planícies de inundação (COSTA et al., 2001). Os jovens (comprimento < 55cm) são abundantes em lagos e áreas alagadas onde se alimentam de zooplâncton, frutas e sementes. Os adultos (comprimento > 55cm) realizam migrações no rio Amazonas, e esse comportamento está relacionados à dispersão desta espécie (ARAÚJO-LIMA e GOULDING, 1997).

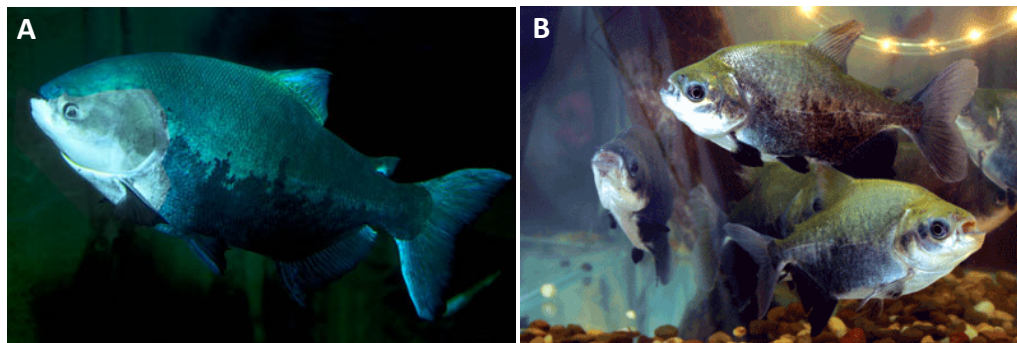


Figura 01. Tambaqui (*Colossoma macropomum*). (A) Indivíduo adulto; (B) Indivíduo juvenil. Fonte: Internet.

O tambaqui é o segundo maior peixe escama, perdendo em porte somente para o pirarucu (*Arapaima gigas*, Osteoglossidae) na Bacia Amazônica. Na natureza há registros de que esse peixe atinge tamanhos superiores a um metro de comprimento total e 30 kg de peso (KUBITZA, 2004a).

Os peixes dessa espécie possuem uma combinação única de dentes molariformes, adaptados para esmagar frutos e sementes duras e numerosos rastros branquiais alongados que são empregados para capturar zooplâncton, filtrando a água que atravessa as brânquias. Também se destacam os seus grandes opérculos que auxiliam no aumento de fluxo de água através das brânquias (ABELHA et al., 2001) GOULDING e CARVALHO, 1982). Durante o desenvolvimento das formas jovens, apresentam o corpo inicialmente ovóide, mas durante o crescimento até adultos, gradualmente se tornam mais alongados passando para forma rombóide (NAKATANI et al., 2001; GOULDING e CARVALHO, 1982).

Em indivíduos mais jovens (menos de 40 cm de comprimento padrão) as cúspides dos dentes molariformes são maiores e mais penetrantes do que as menores e mais diretas projeções nos dentes dos adultos. Dois dentes cônicos se localizam posteriormente no par sínfiseal na maxila inferior e sugerem ser suportes para os dentes da frente (GOULDING e CARVALHO, 1982). As pré-maxilas são dotadas de duas fileiras de dentes, e os quatro elementos posteriores, ao contrário do observado na piraptíngia, são ajustadas contra os dentes da frente (GOULDING e CARVALHO, 1982). Essa adaptação morfológica, de fortes dentes molariformes e incisivos, os capacita a quebrar frutos e sementes de seringueiras e palmeiras, abundantes durante o período de inundação das florestas (ABELHA et al., 2001).

Os rastros branquiais em tambaqui são longos e apresentam-se, em número, em cerca de 85-100 rastros no primeiro arco branquial. Cada rastro é dotado de estruturas microscópica ctenoides que se alternam ao longo de cada filamento. Rastros menores na base dos arcos branquiais complementam e reduzem os espaços entre os filamentos maiores (GOULDING e CARVALHO, 1982).

O estômago é bem definido e muito elástico no tambaqui. Entre o estômago e a porção anterior do intestino está o maior número de cecos pilóricos. Os intestinos são relativamente longos e medem cerca de 2,0 a 2,5 vezes o comprimento do corpo (GOULDING e CARVALHO, 1982).

O tambaqui exibe um contraste distinto em sua coloração, e é preto dorsalmente e amarelo para verde-oliva ventralmente. A intensidade das tonalidades é influenciada

pela transparência e cor da água. Em águas escuras devido aos altos níveis de ácido húmico, como o Rio Negro, o peixe é muito escuro, enquanto que em águas turvas, como o Rio Amazonas, a coloração é mais branda e apresenta uma iridescência amarelo-ouro na superfície ventral (GOULDING e CARVALHO, 1982).

Sobre os aspectos reprodutivos, esses animais não possuem dimorfismo sexual (SANTIS et al., 2004). O tambaqui possui desova anual e total, ocorrendo em um período determinado do ano (épocas das enchentes dos rios). A fecundidade média por desova é alta (1.007.349 ovócitos) e os ovócitos são pequenos, com o diâmetro variando entre 0,85mm a 1,25mm). Esta espécie é definida como migradora, com fecundação externa e sem cuidados com a prole (VIEIRA et al., 1999).

Sobre a qualidade alimentar natural, frutos e sementes de pelo menos 133 espécies de árvores são consumidos pelo tambaqui, durante a enchente dos rios, sendo encontrados inteiros ou triturados em seu conteúdo estomacal. A grande disponibilidade desses itens leva a espécie a incluir em sua dieta uma mistura destes itens para conseguir melhor equilíbrio de proteína, carboidratos, gorduras e vitaminas (ARAUJO-LIMA e GOULDING, 1997).

Utilizando 40 espécies de frutos consumidos pelo tambaqui, Silva (1997) analisou a composição nutricional desses itens encontrando, na matéria seca (MS), teores médios de $7,4 \pm 3,33\%$ de proteína bruta, $10,94 \pm 7,12\%$ de lipídios, $50,34 \pm 13,08\%$ de carboidratos, $20,57 \pm 11,54\%$ de fibra bruta, $3,3 \pm 1,26\%$ de cinzas e energia bruta de 1851,0 kJ/100g MS. Utilizando 14 espécies de sementes, o mesmo autor encontrou valores médios de $11,2 \pm 6,5\%$ para a proteína bruta, $18,5 \pm 16,1\%$ de lipídios, $49,2 \pm 20,2\%$ de carboidratos, $11,4 \pm 9,4\%$ de fibra bruta, $3,0 \pm 1,5\%$ de cinza e $20,7 \pm 4,1$ kJ/g.MS para a energia bruta.

Silva et al. (2000) coletaram tratos gastrointestinais de tambaquis no principal centro de comercialização de peixes de Manaus, durante um ano, e analisaram sua composição proximal, concluindo que, durante o período da cheia dos rios, época de maior disponibilidade de frutos e sementes, o teor protéico é relativamente baixo, variando entre 11 e 15% da MS, e na época da seca, a espécie consome zooplâncton e os teores de proteína elevam-se, variando de 47 a 57% da MS.

2.1.2 A Pirapitinga (*Piaractus brachypomus*)

A pirapitinga é uma espécie que possui distribuição natural nos rios Solimões-Amazonas, Orinoco e nos seus respectivos afluentes, compartilhando o ambiente com o tambaqui. É conhecido vulgarmente como pirapitinga no Brasil, cachama blanca na Colômbia e paco no Peru. São animais de porte grande, alcançando até 70cm e 30kg, sendo um dos maiores peixes de escamas de água doce (SANTOS et al., 2006). Segundo Goulding e Carvalho (1982), a pirapitinga é um peixe menor do que o tambaqui, mas ainda atinge pelo menos 90 cm de comprimento total e 20 kg de peso. Kubitza (2004a) considera a pirapitinga como o terceiro maior peixe de escamas do Amazonas.

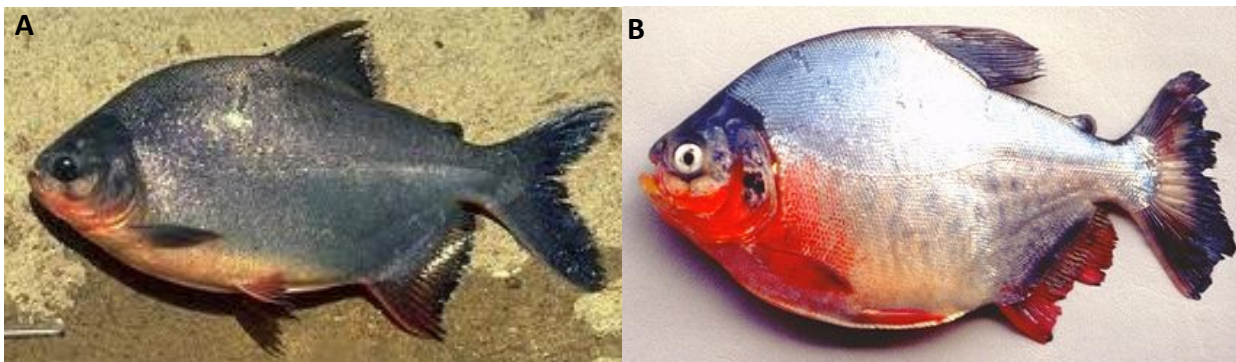


Figura 02. Pirapitinga (*Piaractus brachypomus*). (A) Indivíduo adulto; (B) Indivíduo juvenil. Fonte: Internet.

A pirapitinga possui uma coloração que é bem distinta entre jovens e adultos: em indivíduos com cerca de 10 cm de comprimento, a porção ventral do tronco e da cabeça é avermelhada e ocorrem numerosas manchas ovais escuras no dorso; em indivíduos adultos ou de maior porte, a coloração é uniformemente cinza-escuro (figura 02).

Essa espécie caracteriza-se pelo corpo alto e robusto, duas fileiras de dentes na maxila superior, sendo que a externa é curva e a interna, reta, formando um hiato entre ambas, ou seja, um espaço triangular carnoso próximo ao vértice da primeira fileira; essa característica provavelmente está relacionada ao mecanismo de prender e

quebrar o alimento; um par de dentes cônicos, situados logo atrás da fileira principal da mandíbula; apresentam também nadadeira adiposa sem raios (SANTOS et al., 2006).

A pirapitinga é uma espécie onívora, com forte tendência à herbivoria. Esses peixes consomem frutos e sementes, sobretudo no período de cheia, quando a floresta está inundada e sua disponibilidade é bem maior; na seca, quando os peixes abandonam as matas alagadas e retornam ao leito dos rios e lagos, aumentam o consumo de folhas, moluscos, peixes, insetos e outros invertebrados (SANTOS et al., 2006; ARAUJO-LIMA e GOMES, 2005).

Os jovens de pirapitinga ocorrem normalmente em lagos de água branca e são muito parecidos com a piranha-caju; ocorre normalmente em rios de água branca e clara (SANTOS et al., 2006). Em seu ambiente natural atingem a idade reprodutiva entre três e quatro anos de idade e estão em torno de três e quatro quilos de peso. Estes peixes são reofílicos, percorrendo longas distâncias durante o período reprodutivo e realizam desova total na época da piracema (COSTA et al., 2001). Assim como em tambaqui, não há dimorfismo sexual nesta espécie (BOTERO et al., 2004).

A pirapitinga faz duas migrações: uma ascendente, no início da enchente, quando migra rio acima para desovar, geralmente nos rios de água branca, e outra no início da vazante, quando sai da floresta alagada e se dirige às cabeceiras dos rios. Esta espécie tem tipo de desenvolvimento ovocitário do tipo sincrônico por grupos e apresenta desova total, com fecundação externa, normalmente uma vez por ano durante o período das inundações (novembro a fevereiro, no Brasil) (COSTA et al., 2001).

A pirapitinga é facilmente distinguida do tambaqui pelo espaço triangular entre a primeira e a segunda fileira de dentes em sua premaxilas, seus rastros branquiais são pequenos e apresentam dentes sobre o osso maxilar (GOULDING e CARVALHO, 1982).

2.2 ASPECTOS ZOOTÉCNICOS DO TAMBAQUI E DA PIRAPITINGA

O tambaqui, a pirapitinga, bem como o pacu (*Piaractus mesopotamicus*) e os híbridos entre essas espécies são denominados de peixes redondos e possuem importância comercial na piscicultura brasileira (KUBTIZA, 2004). Os peixes redondos além de rápido crescimento são animais rústicos, em condições de cultivo, de fácil captura (despeça com redes), esportivos para a pesca recreativa e com boa qualidade de carne (KUBTZA, 2004a). O tambaqui é uma espécie amplamente adaptada às condições de cultivo e muito utilizada em sistemas intensivos de viveiros escavados e tanques-rede (PAULA, 2009).

Tambaqui e pirapitinga atingem sua maturidade sexual, em situação de cultivo, entre o quarto e o quinto ano de vida, maturação essa que é altamente influenciada pela temperatura. Animais cultivados na região sudeste tiveram sua primeira maturação sexual próxima ao 6º ano de vida enquanto que animais cultivados no na região norte atingem sua maturidade sexual por volta do segundo e terceiro anos de vida (KUBTIZA, 2004a).

Os tambaquis e a pirapitinga por serem peixes reofílicos necessitam percorrer longas distâncias para completarem seu ciclo natural reprodutivo, logo não reproduzem naturalmente nos viveiros de cultivos. Para isso é necessária a utilização de tecnologias que utilizem a aplicação de hormônios que induzam principalmente as fêmeas, a completarem seu desenvolvimento ovocitário, para se obter as desovas (ANDRADE e YASUI, 2003; ZANIBONI-FILHO e WEINGARTNER, 2007).

Atualmente a utilização do extrato bruto da hipófise de carpas (EBHC) maduras continua sendo a técnica mais utilizada para a indução hormonal da maturação final dos peixes migradores brasileiros (ZANIBONI-FILHO e WEINGARTNER, 2007). Esse é o procedimento mais antigo e mais utilizado para a indução hormonal da desova de peixes no Brasil, desenvolvida por Ihering (1935) e adaptada por diversos autores (WOYNAROVICH e HORVÁTH, 1983 e 1989; ZANIBONI-FILHO e WEINGARTNER, 2007; ARAUJO-LIMA e GOMES, 2005). A técnica é simples e está baseada na

importância da gonadotropina para a regulação da fase final do processo de maturação gonadal (ZANIBONI-FILHO e WEINGARTNER, 2007). Com os animais prontos após a indução hormonal é realizada uma massagem abdominal, no sentido antero-posterior para a expulsão dos gametas. Esse procedimento nas fêmeas é denominado extrusão (BOCK e PADOVANI, 2000) e nos machos espermiacção (BOTERO et al., 2004). Essa técnica é utilizada com sucesso na reprodução em cativeiro de tambaqui, pacu, surubim, dourado, matrinxã, carpa capim e carpa prateada (ANDRADE e YASUI, 2003). Santos et al. (2010) relataram que a pirapitinga responde bem à técnicas tradicionais de indução artificial.

A indução artificial consiste basicamente na aplicação de duas dosagens na fêmea, de solução contendo EBHC. As administrações das aplicações são espaçadas entre 8 e 12 horas. A primeira dose (preparatória) é aplicada com solução de 0,5 mg de EBHC/kg de peso vivo e na segunda dose (definitiva) são utilizados entre 4,5 e 5,0 mg de EBHC/kg de peso vivo. Após a aplicação da segunda dose nas fêmeas, da solução contendo extrato bruto de hipófise, normalmente a ovulação ocorre depois de acumuladas 220 e 280 horas-grau, isto é, entre 8 e 10 horas a temperatura média de 27°C (KUBITZA, 2004a).

Esses animais são altamente prolíferos apresentando altos valores de fecundidade. O tambaqui e a pirapitinga apresentam valores em torno de 10 e 20 ovos por grama de peso vivo, respectivamente (KUBITZA, 2004a). Esse mesmo autor apresenta registros de fêmeas de tambaqui com 15 kg podem produzir entre um e dois milhões de óvulos.

O cultivo do tambaqui é realizado em três fases: larvicultura, produção de juvenis e a fase de engorda (SILVA et al., 2007). Na larvicultura os ovos eclodem em incubadoras (cônicas ou funil) que abrigam as larvas até a absorção completa do saco vitelínico, que pode de 4 a 6 dias dependendo da temperatura da água da incubadora e/ou da água do tanque de cultivo (KUBITZA, 2004a). Após a exatção do vitelo as larvas são transferidas para tanques de larvicultura previamente adubados com esterco animal (KUBITZA, 2004a). A larvicultura dura entre 30 e 45 dias e sua meta é a produção de animais com peso vivo em torno de 0,5 à 1,0g . A produção de juvenis,

também é denominada de berçário, dura 60 dias e seu objetivo é a fazer os animais crescerem de 0,5 e 1,0g até 40-50g. A duração da fase da fase de engorda é muito variável, e normalmente na despesca o animais atingem mais de 1kg de pese vivo (GOMES e SILVA, 2009).

Tambaqui é um peixe onívoro, mas como também é um consumidor ativo de zooplâncton (ARAÚJO-LIMA e GOULDING, 1997). Durante a fase engorda, em cultivos comerciais desta espécie, devem-se incluir uma adubação periódica dos viveiros (MELO et al., 2001; FARIA et al., 2000; TEICHERT-CODDINGTON, 1996). A adubação é realizada para manter a produção de zooplâncton alto, que será utilizado como alimento pelos animais (MELO et al., 2001).

Ainda sobre a necessidade da adubação constante Zaniboni-filho (1992) relatou que, conforme as larvas dos peixes crescem, aumenta-se a ingestão de alimentos e diminui-se o consumo de zooplâncton e insetos. Para o tambaqui, ao final da larvicultura, a ração representa 50% da dieta dos juvenis. A contribuição de ração na dieta de tambaqui é de 40% no início do berçário e 80% no final desta fase de crescimento (SILVA et al., 2007). Com isso, a adubação de viveiros pode ser dispensada durante a fase de engorda (GOMES e SILVA, 2009).

Tabela 01. Resultados de trabalhos sobre exigência de proteína bruta com tambaqui.

Fase	Tamanho (g)	PTNb (%)	Referência
Alevinos	5	37	Eckmann (1987)
	20	40	Van der Meer et al. (1995)
	5	26	Silva et al. (2006)
Juvenis	20 a 300	18	Macedo (1981)
	20 a 250	25	Vidal Jr. et al. (1998)
	50	36	Santos et al. (2010)

Fonte: Adaptado de Kubtiza (2004b).

Sobre alimentação completar de tambaqui muito se tem discutido sobre os valores de suas exigências de proteína bruta nas rações e muitos trabalhos avaliaram as respostas em crescimento do tambaqui (ECKMANN, 1987; MACEDO, 1989; VAN DER

MEER et al., 1995; VIDAL Jr. et al., 1998; SANTOS et al., 2010). Os resultados desses estudos são bastante variados (Tabela 01) devidos aos tamanhos iniciais dos animais, condições ambientais, frequência e taxa da alimentação e presença ou não de alimentação natural entre outras particularidades de cada experimento (KUBITZA, 2004b).

Para a engorda de tambaqui em sistema semi-intensivo com renovação de 5% ao dia do volume total de água do viveiro é sugerida a alimentação com ração comercial para animais onívoros contendo 34% de proteína bruta (PB) durante os 60 primeiros dias e 28% de PB no outros 240 - 300 dias restantes. A alimentação deve ser fornecida diariamente fornecendo 10% do peso vivo em quatro refeições ao dia durante os 60 primeiro dias e 3% do peso vivo duas vezes ao dia nos dias restantes (CHAGAS et al., 2007; ARAUJO-LIMA e GOMES, 2005). Esses mesmo autores ainda sugerem um regime alimentar semelhante para cultivos de tambaqui em sistema intensivo de tanques-rede.

Kubitza (2004b) recomenda que a alimentação e seus níveis de oferta para tambaqui em cultivo sejam ofertados em outros valores e sua orientação poder observada na tabela 02.

Tabela 02. Sugestão para utilização da proteína na ração para tambaqui.

Peso (g)	PB (%)	Ração	Ref./dia	Oferta (% do PV/dia)
1 a 5	40 a 36	Pó	4-5	8 a 10
5 a 30	40 a 36	Peletes 2mm	3	5 a 8
30 a 500	36 a 32	Peletes 4 a 6mm	2-3	3 a 5
5000 a 1000	32 a 28	Peletes 6 a 8mm	2	2 a 3
Acima de 1000	32 a 28	Peletes 8 a 10mm	1	1 a 2

Fonte: Kubitza (2004b). PB: Proteína Bruta; Ref: Refeição; PV: Peso Vivo.

Rações contendo níveis de proteína inferiores promovem no tambaqui e nos demais peixes redondos acúmulo visceral de gordura, o que resulta em menor rendimento de carcaça para o processamento (KUBITZA, 2004b). Van der Meer (1995)

e Eckmann (1987) observaram em tambaqui que níveis inferiores de proteína bruta na dieta promoviam o aumento da gordura corporal.

Segundo ainda Araújo-Lima e Gomes (2005), o tambaqui tem seu crescimento normal em níveis de oxigênio acima de 3 mg/l. A média do potencial hidrogeniônico para esta espécie deve-se manter dentro dos padrões recomendados entre 4,0 e 6,5 (ARIDE et al., 2004). Ainda sobre a qualidade físico-química da água, níveis de amônia de 0,46 mg.L⁻¹ parece não comprometer o crescimento desta espécie (KUBITZA, 2004b).

A pirapitinga possui crescimento rápido, é rústica a elevadas temperaturas da água dos viveiros, ao manuseio à enfermidades e a baixos níveis de oxigênio dissolvido na água (KUBITZA, 2004a). É um peixe que também apresenta importantes vantagens, como ótima adaptação a todo tipo de alimentação comercial industrializada, altas taxas de eficiência alimentar, crescimento acelerado e uniforme, além de carne de boa qualidade e aceitação no mercado. (MESA-GRANDA e BOTERO-AGUIRRE, 2007; VÁSQUEZ-TORRES, 2005; SILVA et al., 1986).

Foi verificado em Pirapitinga que dietas semipurificadas testadas mostraram um aceitável desempenho quanto à palatabilidade, conversão alimentar, crescimento e eficiência de utilização dos nutrientes ingeridos, porém, a dieta com 32% de proteína bruta e suplementada com macro minerais e vitamina C, produziu os melhores resultados quanto às variáveis de resposta analisadas; dessa forma, a dietas com esse nível protéico podem ser consideraram uma formulação indicada para utilização como dieta referência em estudos de nutrição com *Piaractus brachypomus* (VÁSQUEZ-TORRES, 2002).

A pirapitinga demonstrou que possuir maior eficiência para utilizar carboidratos do que para utilizar lipídios, como fonte de energia, e níveis de lipídios maiores que 4%, com qualquer proporção de carboidrato, deprimem o crescimento (ABMORAD, 2004). Fernandes (2004) demonstrou que os ingredientes comuns utilizados em rações (milho, farinha de peixe, farinha trigo e farinha soja) apresentaram alta digestibilidade para pirapitinga.

2.3 PRODUÇÃO DO TAMBAQUI E PIRAPITINGA

O tambaqui a espécie mais cultivada na Região Norte do Brasil (VAL et al., 2000). É uma das principais espécies nativas cultivadas no Brasil, e também em outros e países da América do Sul e Central, devido à sua adaptabilidade do meio ambiente para o cativeiro, boa conversão alimentar, fácil disponibilidade de juvenis, de crescimento rápido e fácil gerenciamento (MENDONÇA, 2009; SEVILLA e GÜNTHER 2000; ARAUJO-LIMA e GOULDING, 1997; EICHERT-CODDINGTON, 1996). Esses peixes são cultivados como peixes de corte no Brasil e em países vizinhos como é o caso do pacu cultivado no Paraguai e na Bolívia e do tambaqui e da pirapitinga, nativos e cultivados no Peru, na Colômbia e na Venezuela (KUBTIZA, 2004). Em outros países a pirapitinga é cultivada como peixe ornamental (FERNANDES et al., 2004).

O tambaqui tem sido criado intensivamente em cativeiro no Brasil e em alguns países da América Latina, e nesse modelo de cultivo, os custos com alimentação podem representar de 60 a 80% dos custos de produção (PEREIRA-FILHO, 1995). Frutos e sementes das florestas de igapó e várzea da Amazônia são fontes importantes de nutrientes e energia para o tambaqui que podem ser utilizados nesta região como ingredientes alternativos em dietas práticas em substituição a itens tradicionais de rações, como forma de contribuir para diminuição dos custos de produção desta espécie em cativeiro (SILVA et al. 2003b).

Tabela 03. Tipos de cultivos e suas perspectivas de produção

Tipo de Cultivo	Produção (kg/ha)
Viveiros adubados	300 - 1.200
Adubação e ração suplementar	2.000 - 5.000
Ração completa e sem renovação	5.000 - 8.000
Ração completa e renovação parcial	10.000 - 17.000
Tanques-redes	50 - 100 kg/m ³

Fonte: KUBITZA (2004a).

A produção das espécies de peixes redondos também é dependente da forma de cultivo e apresentam as perspectivas diferentes de produção (tabela 03).

Os peixes redondos são os mais cultivados no Acre, correspondendo a 91,98 %, seguido da tilápia (48,77%), curimatã (24,69%) e pirarucu (8,02%) (REZENDE et al., 2008). Os principais peixes criados no vale da ribeira (sul de SP) foram as tilápias e os peixes redondos (pacu, tambaqui e seus híbridos) que ocorrem, respectivamente, em 73% e 67% das pisciculturas (CORRÊA et al., 2008). Os peixes redondos apresentam rápido crescimento podendo atingir de 1,0 a 1,5kg de peso vivo no primeiro ano de cultivo (KUBITZA, 2004a).

2.4 A UTILIZAÇÃO DE HÍBRIDOS NA PISCICULTURA

A hibridação pode ser conceituada como o cruzamento de grupos ou indivíduos geneticamente diferenciados, e pode envolver tanto cruzamentos entre linhagens dentro de uma mesma espécie quanto entre indivíduos de espécies diferentes (BARTLEY et al., 2001).

A hibridação como técnica praticada em explorações aquícolas, pretende melhorar o nível de produção, de maneira que o sistema se torne mais competitivo e, o produto final, tenha maior aceitação por parte dos consumidores (BOTERO et al., 2004). Trabalhos experimentais têm apontando melhor desempenho dos híbridos em relação aos puros em condições de produção (CARVALHO et al., 2008; SERAFINI et al., 2009).

O uso da hibridação permite agregar, de forma rápida, num mesmo grupo genético, características desejáveis de espécies ou linhagens diferentes; com apenas uma geração de acasalamentos é possível obter indivíduos adaptados a determinadas situações de cultivo e que tenham produção superior aos progenitores (RESENDE et al., 2010). Contudo, a manutenção desta superioridade, é dependente da continuidade dos acasalamentos de indivíduos geneticamente distintos e que apresentem superioridade para as características de interesse (CARVALHO et al., 2008).

O cultivo de híbridos tem recebido especial atenção na piscicultura, com o objetivo de aproveitar as características favoráveis das espécies parentais, bem como melhorar o seu desempenho para a exploração em cativeiro e vários vem sendo produzidos no Brasil (tabela 04) (SANTOS et al., 2010; FAUSTINO et al., 2007).

Tabela 04. Lista de espécies e respectivos híbridos, produzidos no Brasil

Fêmea	Macho	Híbrido
Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	Pacu (<i>Piaractus mesopotamicus</i>)	Tambacu
Pacu (<i>Piaractus mesopotamicus</i>)	Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	Paqui
Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	Pirapitinga (<i>Piaractus brachypomus</i>)	Tambatinga
Pirapitinga (<i>Piaractus brachypomus</i>)	Tambaqui (<i>Colossoma macropomum</i>)	Pirambaqui
Pacu (<i>Piaractus mesopotamicus</i>)	Pirapitinga (<i>Piaractus brachypomus</i>)	Patinga ou Papi
Pirapitinga (<i>Piaractus brachypomus</i>)	Pacu (<i>Piaractus mesopotamicus</i>)	Pirapicu
Piauçu (<i>Leporinus macrocephalus</i>)	Piapara (<i>Leporinus elongatus</i>)	Piaupara
Piapara (<i>Leporinus elongatus</i>)	Piauçu (<i>Leporinus macrocephalus</i>)	Piaçu
Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>)	Cachara (<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>)	Pintachara
Cachara (<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>)	Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>)	Cachapinta
Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>)	Jurupoca (<i>Hemiosorubim platyrhynchos</i>)	Pintajuru
Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>)	Pirarara (<i>Phactcephalus hemioliopus</i>)	Pintapira
Cachara (<i>Pseudoplatystoma fasciatum</i>)	Pirarara (<i>Phactcephalus hemioliopus</i>)	Cachapira
Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>)	Jundiá (<i>Leiarius marmoratus</i>)	Pintadiá
Jundiá (<i>Leiarius marmoratus</i>)	Pintado (<i>Pseudoplatystoma corruscans</i>)	Junditado

Fonte: Porto-Foresti et al. (2008).

Os híbridos são em geral mais precoces e rústicos que as espécies parentais, devido ao vigor híbrido, podendo apresentar melhor adaptação ao cultivo, característica de grande importância à piscicultura (CARVALHO et al., 2008).

A técnica de hibridação pode ser realizada e classificada em três tipos: a **hibridização intra-específicas**, isto é, entre indivíduos da mesma espécie, mas de variedades diferentes, é comum na piscicultura ornamental para a obtenção de variedades com novas cores, formatos de cauda como no caso de kinguios, platis e ciclídeos; a **hibridização interespecífica**, entre espécies diferentes, mas do mesmo gênero, como é o caso do cruzamento entre o surubim cachara (*Pseudoplatystoma reticulatum*) e o surubim pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*); e a **hibridização intergenérica**, entre espécies de gêneros diferentes, como entre surubins do gênero

Pseudoplatystoma e o jundiá amazônico (*Leiarius marmoratus*) e entre os peixes redondos como o tambaqui (*Colossoma macropomum*) e o pacu (*Piaractus mesopotamicus*) (FERNANDES, 2010). Os resultados da hibridação são mais evidentes quanto mais diferentes forem os grupos genéticos utilizados (LOPEZ-FANJUL e TORO, 1990).

Crepeldi et al. (2004) comparam o desempenho do pintado (*Pseudoplatystoma Corruscans*) e o híbrido pintachara (*P. Corruscans*, fêmea X *P. fasciatus*, macho) e concluíram que a hibridização promoveu ganho de peso superior. Senhorini et al., (1988) compararam o desenvolvimento do tambaqui, pacu e seus híbridos, e confirmaram a ocorrência de heterose para sobrevivência, crescimento e uniformidade.

Júnior et al. (2010) avaliaram a resistência à salinidade no híbrido tilápia vermelha (*Oreochromis mossambicus* X *O. urolepis hornuorum*) e aclimatam os híbridos em salinidades de 5 , 10, 15, 25 e 37% de salinidades, durante 6 dias com 100% de sobrevivência.

Um dos principais híbridos do cenário nacional é o tambacu, resultante do cruzamento induzido entre a fêmea do tambaqui (*Colossoma macropomum*) e o macho do pacu (*Piaractus mesopotamicus*) (SIPAÚBA-TAVARES, 1993). Este peixe é muito popular no Brasil, principalmente nas regiões Sul e Sudeste, pela sua combinação de resistência às baixas temperaturas do inverno tropical, característica do pacu, com o rápido crescimento do tambaqui (ARAÚJO-LIMA e GOMES, 2005; SILVA et al., 2000; MELO e PEREIRA, 1994). Possui hábito onívoro e suas características de formato, porte e cor acinzentada se assemelham às do tambaqui (SOUZA, 1998). Segundo Kubitza (2004a) a produção de tambacu em viveiros escavados com troca parcial de água e alimentação suplementar pode atingir a valores entre 17.000 - 22.000 quilos por hectare.

Além dos cruzamentos entre tambaqui e pacu, muitos produtores utilizam a pirapitinga para a produção de híbridos, seja com o tambaqui para a produção da tambatinga (*P. brachypomus*, macho X *C. macropomum*, fêmea) e o piqui (*P. brachypomus*, fêmea X *C. macropomum*, macho) ou ainda com o pacu, produzindo a

patinga (*P. brachypomus*, macho X *P. mesopotamicus*, fêmea). (PAULA, 2009; KUBITZA, 2004a).

A tambatinga é um híbrido de potencial na piscicultura brasileira e já possui alevinos comercializados no mercado nacional (GODINHO, 2007). É um híbrido que possui rastros branquiais mais desenvolvidos que em pirapitinga, possibilitando uma maior eficiência do processo de filtragem do plâncton existente no meio (GUERRA et al., 1992). Esse híbrido possui também facilidade de atingir o peso comercial em curto período de tempo e com baixos níveis de proteína bruta na dieta, o que representa economia com o custo da ração (SILVA-ACUÑA e GUEVARA, 2002). A tambatinga na Venezuela participa em mais de 80% das vendas de alevinos (CIASULLO, 2002).

Segundo Kubitza (2004a) a produção de tambatinga pode chegar a 4 toneladas/ha em cultivos com adubação e alimentação suplementar e à valores de 8 toneladas/ha em cultivos de com ração completa e aeração contínua.

Em 2006 a produção do híbrido tambatinga no Brasil atingiu o volume de 2.821 toneladas, o que correspondeu a 2,03% do total da produção nacional de peixes produzidos em cativeiro. Nesse mesmo ano a produção de nacional de tambacu foi de 10.989,5 toneladas (IBAMA, 2008).

Além de ser uma importante ferramenta dos programas de melhoramento genético (PONZONI et al., 2010), a hibridização também possui aplicações relacionadas à controles populacionais em cultivos de tilápias (TURRA et al., 2010). Isso é possível, pois a existência de pelo menos dois sistemas cromossômicos de determinação de sexo nas espécies de tilápia permitiu o desenvolvimento de uma tecnologia da masculinização através do uso da hibridização (TURRA et al., 2010). Os autores relataram que o cruzamento entre animais com sistemas cromossômicos diferentes possibilita a formação de progênie 100% de machos, ou valores próximos a 100%. O cruzamento de indivíduos fêmeas de *O. niloticus*, cromossomo sexual XX, com indivíduos machos de *O. hornuorum* ou *O. aureus*, cromossomo sexual ZZ apresenta uma progênie com a combinação de cromossomos sexuais ZX, que resulta em fenótipo macho (TURRA et al., 2010).

2.5 ORGANISMOS VIVOS NA ALIMENTAÇÃO DE LARVAS DE PEIXES

Estudos de manejos da larvicultura intensiva de peixes neotropicais têm indicado a alimentação como fator importante nessa fase (CESTAROLLI et al., 1997; LUZ e ZANIBONI-FILHO, 2001; LUZ e PORTELLA, 2002; JOMORI et al., 2003; LUZ, 2004). A alimentação de larvas ainda é considerada um dos fatores críticos da larvicultura de peixes tropicais e a alimentação natural exerce influência muito importante no seu desenvolvimento (URBINATI e GONÇALVES, 2005; ROLLO et al., 2006).

O uso de alimento vivo proporciona melhores taxas de resistência ao estresse e crescimento quando comparado ao uso do alimento artificial para as larvas (LUZ, 2007). A utilização de plâncton natural por larvas de *Piaractus mesopotamicus* e *Colossoma macropomum*, mantidas em aquários, proporcionou para ambas as espécies crescimento exponencial (SIPAÚBA-TAVARES e ROCHA, 2003). Segundo Micale et al. (2006) a larvicultura de peixes na presença de microorganismos vivos produz larvas de melhor qualidade.

A utilização de organismos vivos em larviculturas de peixes é uma importante e simples tecnologia de produção em massa de várias espécies para a aquicultura (ZOUITEN et al., 2008). Essa tecnologia de cultivo consiste basicamente em criar um ambiente que ofereça partículas alimentares naturais, microorganismos vivos, durante o primeiro período crítico de alimentação das larvas de peixes (DIVANACH e KENTOURI, 2000).

A maioria das espécies de peixes utiliza o zooplâncton como alimento nas primeiras fases de seu ciclo de vida e, muitas delas continuam a se alimentar de organismos planctônicos durante a fase adulta (OLIVEIRA et al., 1992). O zooplâncton de água doce é constituído predominantemente por protozoários, rotíferos e crustáceos (Cladóceras e Copépodos), sendo que a diversidade e a abundância desses grupos variam nos diferentes ambientes, dependendo de fatores físico-químicos da água (TAVARES, 1988).

Os rotíferos constituem-se em um alimento de excelente qualidade para a alimentação da larva durante a fase inicial (LUBZENS et al., 1987), além de apresentarem altos valores de digestibilidade (WATABE e KIRON, 1994). Sobre os copépodes, é mais indicada a fase de náuplio, que possui maior importância pela facilidade de sua captura pelas larvas, quando fornecido, em comparação com a fase adulta e de copepodito (TAVARES, 1993).

Os estágios mais jovens de pós-larvas consomem indivíduos de pequeno porte, tais como; protozoários, rotíferos e náuplios de copépodes (PORTELLA et al., 1997). Em poucos dias, os alevinos passam a consumir organismos maiores, dando preferência a microcrustáceos, principalmente cladóceros (MACEDO et al., 2008). Mais tarde, eles passarão a se alimentar de copépodes ou mesmo larvas de insetos, dependendo da espécie considerada. Dessa forma, a obtenção do zooplâncton em abundância e de boa qualidade nutricional é um requisito básico em qualquer projeto de piscicultura (PINTO-COELHO et al., 1997).

Na fase inicial de vida dos peixes, o alimento natural contribui com nutrientes essenciais para o desenvolvimento e sobrevivência (FURUYA et al., 1999). O zooplâncton é a principal fonte de proteínas, aminoácidos livres e ácidos graxos essenciais ao desenvolvimento inicial das pós-larvas (PORTELLA et al., 2002; SIPAÚBA-TAVARES e ROCHA, 2003). O zooplâncton natural ou cultivado possui bom valor nutricional como fonte de proteína e bom balanceamento de aminoácidos (OGINO, 1963), constituindo-se também em boa fonte de minerais e lipídios (WATANABE, 1988).

O zooplâncton além de conter proteínas de alto valor biológico, também possuem um elevado conteúdo de lipídios, considerados, após a proteína, como fonte importante de energia, embora algumas espécies de peixes possam utilizar boa parte dos carboidratos da dieta como energia (FURUYA et al., 1999).

A exigência de proteína bruta (PB) para as fases iniciais da maioria dos peixes de água doce encontra-se entre 30% e 35%, valores inferiores ao conteúdo de proteínas encontrado no zooplâncton, sendo que o excedente pode ser utilizado para a produção de energia (FURUYA et al., 1999). Esses mesmo autores investigando a utilização do

plâncton no cultivo de larvas de curimatã (*Prochilodus lineatus*) concluíram que o plâncton pode substituir dietas com 24% ou 30% de PB e que uma dieta com 24% de PB associada ao plâncton leva a um melhor desempenho das larvas.

Segundo Cestarolli et al. (1997), uma importante informação para o fornecimento de organismos vivos, além do valor nutricional, são os tipos e dimensões dos organismos. Kubitzka (1997) enfatizou a importância do alimento natural na fase de larvicultura, sendo que em ambientes naturais as larvas conseguem balancear suas dietas, escolhendo itens que melhor supram suas exigências. Quiróz e Anádón (2001) observaram que as larvas incrementavam suas quantidades estomacais de carbono, ao longo de seu desenvolvimento reduzindo o número de presas e aumentando a seleção por presas de maior tamanho, que são abundantes no ambiente.

Essa seletividade alimentar demonstrada pelas larvas de peixes é um comportamento que determina a escolha do alimento mais apropriado às necessidades do peixe (MARQUES et al., 2007). Uma vez que a maioria das espécies de peixes utiliza os componentes planctônicos como alimento, durante as primeiras fases de vida, são observadas alterações nos itens ingeridos conforme os peixes crescem (MARQUES, 2007).

Os resultados obtidos com larvas de pacu (*P. mesopotamicus*) indicaram que larvas com seis dias de idade utilizaram principalmente rotíferos, protozoários e cladóceros e alteraram os itens alimentares ingeridos ao longo de seu desenvolvimento. Essas larvas, a partir do 26º dias de idade, passaram a selecionar organismos maiores como cladóceros (*Macrothrix* sp.) e ostrácodas (MARQUES et al., 2007).

Sipaúba-Tavares (1993) relataram o elevado consumo de rotíferos por larvas iniciais de *P. mesopotamicus*, tambaqui (*Colossoma macropomum*) e tambacu (*Colossoma macropomum* x *Piaractus mesopotamicus*) em laboratório. Esse mesmo autor atribuiu essas observações ao pequeno tamanho desses organismos e à sua disponibilidade.

Senhorini e Fransozo (1994) avaliaram a influência da produtividade primária na larvicultura do pacu (*Piaractus mesopotamicus*). Estes autores observaram que os

melhores resultados de ganho de peso e de sobrevivência foram obtidos com os tratamentos associados à adubação.

O alimento natural predominou sobre a ingestão de dieta artificial a qual não foi observada no conteúdo estomacal de *Piaractus mesopotamicus* e *Brycon orbignyanus* (SENHORINI e FRANCOZO, 1994; SENHORINI et al., 2002).

A alimentação com organismos vivos é extremamente importante, devido ao baixo nível de desenvolvimento das larvas nos estágios iniciais (PORTELLA et al., 2002). As larvas da maioria das espécies de peixes não apresentam trato digestório completamente formado em seus primeiros dias de vida, são desprovidas das enzimas necessárias para digerir alimentos artificiais (ORTEGA, 2000; PORTELLA et al., 1997).

Outro problema na utilização do alimento artificial é a falta de estímulo visual das dietas, pois as larvas ingerem principalmente organismos vivos (que se movimentam) durante os primeiros dias de desenvolvimento (TESSER et al., 2006; PLANAS e CUNHA, 1999). Fato esse observado em larvas de pacu (TESSER et al., 2003).

Nas práticas atuais de larviculturas, em cultivos de várias espécies de peixes, é comum se iniciar o fornecimento da alimentação, assim que ocorre a abertura da boca das larvas, e antes que as reservas endógenas de vitelo sejam absorvidas completamente e se esgotem (KAMLER, 2007).

A principal tecnologia de fornecimento de organismos alimentos para as primeiras fases de vida das larvas durante o início da alimentação exógena é a fertilização da água dos tanques ou viveiros onde essas larvas serão posteriormente liberadas. Nas práticas comuns de fertilização dos tanques ainda é comum a utilização de esterco animal, principalmente de bovinos, aves e suínos, (SANTOS et al., 2007; RIBEIRO e SENGIK, 2001). Esse processo de fertilização dos viveiros que receberão os animais para o crescimento e engorda, na aquicultura é comumente denominado de adubação (RIBEIRO e SENGIK, 2001; FARIA et al., 2000).

Os nutrientes dos adubos orgânicos são liberados lentamente, permitindo, dessa maneira, prolongar sua manutenção no meio, proporcionando um constante crescimento do fitoplâncton (organismos vegetais) que é utilizado na alimentação e no desenvolvimento do zooplâncton (microorganismos animais) (RIBEIRO e SENGIK,

2001). Fertilizantes inorgânicos também são utilizados nos processos de adubação e os mais frequentes são o superfosfato triplo e uréia, que são normalmente dissolvidos em água e adicionado ao tanque (MELO et al., 2001).

Os diferentes esterco animais utilizados para a adubação dos tanques normalmente envolvem densidades e qualidades diferentes da composição do zooplâncton (FARIA et al., 2000). Os esterco de aves (poedeiras) e suínos (terminação) promovem as maiores densidades, enquanto que o esterco bovino promove as maiores diversidades.

No entanto, a fertilização deve ser bem manejada, pois, pode promover efeitos negativos sobre a água, tais como *Bloom* de fitoplâncton, flutuações de oxigênio dissolvido, dióxido de carbono e concentrações de amônia (MELO et al., 2001; SANTEIRO e PINTO-COELHO, 2000). Durante a larvicultura e berçário, os tambaquis se alimentam de zooplâncton, insetos e uma dieta artificial (ração) (ZANIBONI-FILHO, 1992; SILVA et al., 2007).

2.6 TERMINOLOGIA DE OVOS E LARVAS EM PEIXES

A terminologia utilizada para descrever os diferentes estágios do desenvolvimento das espécies é variada. Nenhuma é, no entanto perfeita, devido às dificuldades de se categorizar um processo dinâmico, muitas vezes peculiar, em sistema estático (KELSO e RUTHERFORD, 1996).

Ontogenia é definida como alterações morfológicas e fisiológicas, ao passo que desenvolvimento é utilizado como um termo mais amplo para mudanças decorrentes da ontogênese e do crescimento (FUIMAN, 1994; FUIMAN E HIGGS, 1997). Os termos “fry” (peixes recém eclodidos) e “alevin” (alevino) estão mal definidos. O termo fry foi rebatido por Balon (1990), e a utilização do termo alevino foi criticado e desencorajado por Penáz (2001).

Segundo Kamler (2002) Os principais eventos na vida dos peixes são: a ativação do ovo, incubação dos ovos, primeira ingestão oral e digestão intestinal, e a reabsorção completa do vitelo. Entre a fecundação e a primeira ingestão oral, o vitelo é a única fonte de energia (período de alimentação vitelogênica, ou seja período de alimentação endógeno, lecitotrófico); do momento da primeira alimentação até a exaustão do vitelo ambos, vitelo e alimento externo, são utilizados (período de alimentação misto, mixotrófico). A após a exaustão do vitelo se inicia o período de alimentação exógena (período exotrófico).

Woynarovich e Horváth (1983) utilizaram o termo pós-larva para a fase entre a abertura da boca até diferenciação das nadadeiras e escamas.

Cinco períodos na ontogenia dos peixes são reconhecidos: embrionário, larval, adulto, juvenil e de senescência (BALON, 1975). Durante os períodos embrionário e larval os processos dominantes são de crescimento e diferenciação de tecidos, e alterações fisiológicas (KAMLER, 2002). Nos juvenis, é o crescimento, nos adultos a reprodução e em indivíduos senescentes os processos degenerativos, que dominam (FUIMAN, 1997).

Para Balon (1975), as terminologias aplicadas são: **clivagem** para o período compreendido entre a ativação do ovócito até o fechamento do blastóporo; **embrião** para o período entre o fechamento do blastóporo até a exaustão do vitelo, com o subperíodo eleuterioembrião (embrião de vida livre) da eclosão até a exustão do vitelo. **Larva protopterígia** (sem cauda desenvolvida) para o período compreendido entre a exaustão do vitelo até o início da flexão da notocorda e **larva pterígia** (com presença de cauda) do início da flexão na notocorda até a diferenciação das nadadeiras e escamas. A definição para embrião e o eleutheroembrião de Balon foi logo criticado Richards (1976).

Snyder (1981) propôs os termos pró-larva para o período entre a eclosão e exaustão do vitelo, mesolarva para o período entre a exaustão do vitelo e final da flexão da notocorda e meta larva para o período entre o final da flexão da notocorda e diferenciação das nadadeiras e escamas.

Kendall et al. (1984) propuseram o termo embrião para o período entre a ativação dos ovócitos e a eclosão e o termo larva para o período entre a eclosão e a diferenciação das nadadeiras e escamas. Kendall et al. (1984) propõem ainda que o período embrionário seja dividido em embrião em estágio inicial, intermediário e avançado de desenvolvimento e que o período larval seja subdividido em **larva vitelina** (o período entre a eclosão e a exaustão do vitelo) e **larva verdadeira** (da exaustão do vitelo até a diferenciação das nadadeiras e escamas). Os autores ainda sugerem a divisão do período larval em quatro estágios de desenvolvimento compreendendo os estágios de **larva em pré-flexão, em flexão, pós-flexão** da notocorda e o estágio da **larva em transição** (durante o início da metamorfose até diferenciação das nadadeiras e escamas). Com a diferenciação das nadadeiras e escamas se inicia do período de juvenil (KENDALL et al., 1984).

Kamler (2002) fortemente embasada por Kendall et al. (1984) e vários outros autores sugerem que o termo embrião seja aplicado também para o período compreendido entre a fecundação e a eclosão e o termo larva para o período seguinte até juvenil.

Segundo Nakatani et al. (2001) as larvas são classificadas em quatro estágios, seguindo basicamente a sequência de desenvolvimento da nadadeira caudal e seus elementos de suporte:

Larva vitelina: estágio de desenvolvimento compreendido entre a eclosão e o início da alimentação exógena (olho completo ou parcialmente pigmentado; abertura da boca e do ânus).

Larva em pré-flexão: estágio de desenvolvimento que se estende desde o início da alimentação exógena até o início da flexão da porção final da região posterior da notocorda, com a diferenciação dos elementos suporte da nadadeira caudal;

Larva em flexão: estágio de desenvolvimento que se caracteriza pelo início da flexão da notocorda com a diferenciação dos elementos de suporte da nadadeira caudal até sua total flexão, diferenciação do botão da nadadeira pélvica e início da segmentação das nadadeiras dorsal e anal;

Larva em pós-flexão: estágio que se caracteriza pela completa flexão da notocorda, início da diferenciação do botão da nadadeira pélvica e início da segmentação das nadadeiras dorsal e anal até a completa formação dos raios das nadadeiras peitorais, absorção da nadadeira embrionária e o aparecimento das escamas.

O estágio juvenil pode ser considerado um pequeno adulto, caracterizados pela diferenciação das nadadeiras e surgimento das escamas até a maturação sexual (KENDALL et al., 1984; NAKATANI et al., 2001).

O termo alevino normalmente utilizado para descrever o animal que está se alimentando, em espécies tropicais, é de origem francesa, sendo provavelmente uma adaptação da palavra “alevin”, que descreve uma fase de vida de peixes da família dos salmonídeos, como, por exemplo, os salmões e as trutas (GOMES et al., 2003). A utilização desse termo para as espécies tropicais, apesar de usual, não é correta, pois os peixes tropicais não possuem a fase de alevino durante seu desenvolvimento biológico, além do que a fase de desenvolvimento dos Salmonídeos chamada alevino não corresponde à mesma fase de desenvolvimento dos peixes tropicais (tabela 04) (GOMES et al., 2003).

Tabela 05. Terminologias para as fases de desenvolvimento em salmonídeos e peixes tropicais.

Fases de desenvolvimento	Estádio de Desenvolvimento	
	Salmonídeos	Peixes Tropicais
Período entre a eclosão e a primeira alimentação exógena (absorção total ou parcial da vesícula vitelínica)	Alevin	Larva vitelina
Primeira alimentação exógena até a formação das nadadeiras pares	Alevin	Larva pré-flexão Larva em flexão Larva pós-flexão
Metamorfose completa, pequeno adulto	Fry	Juvenil
Fase de crescimento	Parr	Juvenil
Fase de transição da doce para a salgada	Smolt	-
Primeira maturação sexual	Adulto	Adulto

Fonte: Gomes et al. (2003).

Em Salmonídeos, “alevin” é um peixe em estágio inicial com saco vitelínico, fase correspondente aos estádios larvais dos peixes tropicais (tabela 05). Para peixes tropicais, a fase correta de desenvolvimento biológico para os peixes chamados de alevinos é a fase juvenil. Essa fase se estende desde a complementação dos raios das nadadeiras pares e surgimento das escamas, quando o peixe se torna um pequeno adulto, até a primeira maturação sexual (GOMES et al., 2003).

A aplicação desse equívoco de nomenclatura está relacionada ao tamanho de comercialização do peixe. Os alevinos dos Salmonídeos normalmente são grandes, sendo muitas vezes do mesmo tamanho que juvenis de peixes tropicais. Os Salmonídeos, geralmente, são comercializados na fase de alevino, e peixes tropicais, no período de juvenil, denominada comercialmente de “alevino” (GOMES et al., 2003).

2.7 O VITELÔ

O vitelo é o alimento endógeno dos embriões e larvas vitelinas, sendo caracterizado por uma glicolipofosfoproteína denominada vitelogenina. 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 e KUNKEL, 1979; HIRAMATSU, 2002). Segundo Kamler (2007) os glóbulos de vitelo são ricos em lipoproteínas, fosfoproteínas e gotas de lipídio, compostas principalmente de triglicerídeos. O vitelo funciona como uma reserva de nutrientes, hormônios e enzimas para o desenvolvimento do embrião e posteriormente para a larva vitelina.

Uma vez desovado e fertilizado, os ovos dos peixes ovíparos tornam-se um sistema semi-fechado, no qual o calor, gases e água são trocados livremente com o meio ambiente (KAMLER, 2007). Compostos químicos de baixo peso molecular menores de 500-700 Da, tais como sais, glicose e aminoácidos livres podem penetrar através da

membrana envoltória dos ovos (córion) dentro do óvulo, mas os nutrientes são muito pouco aproveitados (THORSEN et al., 2003).

Certos aminoácidos (taurina, L-glutâmico ácido L-triptofano, L-prolina e L-cistina) absorvidos da água ao redor, encurtaram o tempo entre a fecundação e a eclosão em pargo (*Pagrus major*), enquanto aminoácidos de cadeia ramificada (L-valina, L-isoleucina e L-leucina) prolongaram o tempo de incubação (TAKII et al., 1997).

A participação dos nutrientes exógenos da água circundante resulta provavelmente da absorção, mas no meio ambiente sua contribuição para a energia total de embriões, e larvas vitelinas, é insignificante (RØNNESTAD, 1993).

Assim, na maioria das espécies de peixes com larvas vitelínicas, o vitelo é a principal fonte de energia durante o período de alimentação endógena (KAMLER, 2002). Exceções são peixes vivíparos, em que o vitelo é complementado, ou substituído, por uma alimentação direta no ovário através de substâncias fluidas ou nutricionais derivadas de reabsorção dos óvulos não fertilizados (BOEHLERT et al., 1986).

Em contraste com outros vertebrados, peixes obtêm uma alta proporção de sua energia metabólica de compostos nitrogenados, como as proteínas e os aminoácidos livres. Na ontogenia dos peixes a demanda energética inicia-se por um curto período com a utilização de carboidratos, mas esses são substituídos rapidamente por aminoácidos livres que se tornam a principal fonte energética (KAMLER, 2007). Esse mesmo autor reporta também que algumas espécies utilizam os lipídios como principal fonte energética e que isso está intimamente ligado à espécie animal e qualidade dos ovos. Os lipídios seriam a principal fonte energética em espécies cujos ovos possuísem gotas de lipídios, altos níveis de lipídios e alto valor calórico, já os aminoácidos livres seriam importantes para espécies que apresentassem baixos níveis de conteúdo lipídico, baixo valor calórico da matéria seca e não possuísem gotas de óleo (KAMLER, 2007).

Os aminoácidos, que vão participar efetivamente no desenvolvimento embrionário e larval vitelogênica, provem de hidrólises da vitelogenina e durante a absorção os níveis de aminoácidos vão sendo reduzidos, chegando aos menores níveis próximo da

primeira alimentação exógena. Os aminoácidos são principalmente utilizados como combustível metabólico, podendo também, serem utilizados para a síntese de proteína corporal (RØNNESTAD, 1999; KAMLER, 2007). Ainda segundo Rønnestad (1999), os níveis e a composição de aminoácidos constituintes do vitelo dos peixes, variam muito entre os peixes principalmente entre ovos demersais e pelágicos.

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). O tamanho da vesícula vitelínica nas larvas de peixes varia muito entre larvas de peixes (KAMLER, 2002). Segundo SANTOS e GODINHO (1994) o período de consumo da vesícula vitelínica pode variar muito entre larvas de peixes neotropicais. Assim como o período de consumo também pode variar muito conforme a temperatura da água (OJANGUREN et al., 1999). No início da alimentação exógena em *Brycon siebenthalae*, espécie carnívora, as larvas apresentaram volume do saco vitelino equivalente a 40% do apresentado no momento da eclosão (ATENCIO-GARCIA et al., 2003). Em *B. amazonicus* foi observado que as larvas consumiram todo o conteúdo de vitelo em 42 horas após a eclosão (MIRALLOPEZ et al., 2007).

Segundo Sato et al. (2003), no momento em que ocorre a abertura da boca, as larvas necessitam de alimento exógeno. LASKER et al. (1970) relataram que existe relação entre a abertura da boca e o consumo de vitelo. A reserva vitelina ainda não assimilada não impede as larvas de *Odontesthes argentinensis* de se alimentarem exogenamente, o que caracteriza um momento de nutrição mista (exógena e endógena) (COSTA et al., 2009).

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

Tal comportamento alimentar é contrário às descrições efetuadas por outros autores que indicam o início da nutrição exógena com o fim das reservas de vitelo em

peixes teleósteos (O'CONNELL, 1981; BISBAL e BENGTON, 1995; KUZ'MINA e GEL'MAN, 1998).

O fato de se iniciar a alimentação ainda com a presença da vesícula de vitelo pode ser uma desvantagem, pois a vesícula dificultaria o nado e a captura das presas (ATENCIO-GARCIA, 2000). Por outro lado a presença da vesícula permitiria, às larvas, um tempo maior de sobrevivência, em meio as dificuldade de se encontrar alimentos (ATENCIO-GARCIA, 2000).

2.8 ONTOGENIA DOS EMBRIÕES

A ontogenia define-se como o processo de transformação e desenvolvimento de um ser vivo desde a fecundação à maturidade reprodutiva, sendo que alguns autores a consideram apenas como as diversas fases do desenvolvimento embrionário (GRACIANO, 1997).

O desenvolvimento inicial em teleósteos começa com a fertilização e termina com a completa absorção do vitelo (KUNZ, 2004). É um processo altamente dinâmico, com mudanças ontogenéticas refletindo em mudanças morfofuncionais dos principais sistemas orgânicos, consequência da rápida evolução morfológica e fisiológica pela qual atravessam os embriões e larvas de peixes durante seu desenvolvimento (OSSE et al., 1997).

Trabalhos descritivos foram realizados durante o século 19 sobre alterações morfológicas durante o desenvolvimento de embriões de peixes teleósteos (KAMLER, 2002). Recentemente detalhamentos anatômicos, tais como desenvolvimento do trato digestório (KOZARIC et al, 2008; SANTIN et al., 2008; MICALÉ et al., 2006), desenvolvimento do condrocrânio (RISTOVSKA et al., 2006), órgãos em geral (OSMAN et al., 2008), enzimas (HAMZA et al., 2007) têm sido incorporados às informações sobre a cronologia dos eventos.

Existem duas abordagens contrastantes para estudos de desenvolvimento dos peixes durante seu início de vida: a ontogenia saltatória e a ontogenia contínua. A abordagem saltatória classifica a ontogênese como uma seqüência predefinida de passos. A passagem de um passo para o próximo ocorria através de um rápido limite, quando a diferenciação é acelerada, acreditando que uma etapa morfológica seja um passo definido e estático (KRYZHANOVSKIJ, 1949; VASNETSOV, 1953; RYZHKOV, 1976; BALON, 1986).

A teoria da ontogenia saltatória possui algumas fraquezas. Um seria o fato de um estado morfológico de um embrião de peixe, ou larva, não permanecer estático independentemente de outros eventos (PENÁZ et al., 1983). Outra inconsistência na teoria saltatória seria a transição entre um passo anterior e o passo posterior que não parece ser muito rápida, pois os embriões e as larvas são encontrados freqüentemente a apresentando morfologias das duas etapas adjacentes (KAMLER, 2002). Gorodilov (1996) considera a ontogenia como um processo contínuo, mas reconhece a aptidão de propriedades discretas merísticos para a identificação de um estado. Kamler (2002) sugere que a ontogenia é um processo contínuo com acelerações temporária.

As prováveis mudanças ontogênicas refletem em alterações morfológicas e maturacionais, tais como alteração no tamanho e posição da boca, melhora da locomoção e habilidades sensoriais dentre outras (WOOTTON, 1998).

Tabela 06. Tempo de eclosão de ovos de tambaqui em função da temperatura da água de incubação

Temperatura (°C)	Tempo para eclosão (h)
22	42
24	28
26-27	18-22
28-29	13-16
31	10-11

Fonte: KUBTZA (2004).

Os eventos morfofisiológicos ao longo do desenvolvimento são avaliados principalmente por observações em microscópio estereoscópio, ou óptico, uma vez que o córion dos ovos, dos organismos estudados nessa fase, é transparente (GODINHO et al., 1978; NAKATANI et al., 2001; SOUZA, 2004).

O período embrionário, ou embriogênese é considerado como sendo o período compreendido entre a fertilização e a eclosão do ovo (KAMLER, 2002). A duração da embriogênese é influenciada pela temperatura, isto é, em temperaturas mais altas a duração é menor (SATO et al., 2000) (tabela 06). Ela pode ser expressa em horas-grau (hg) obtida pela soma das temperaturas da água, a cada hora, durante o evento. Em geral, a embriogênese dos peixes reofílicos é mais curta e a eclosão ocorre em < 500hg enquanto que a de peixes de ambientes lênticos situa-se em > 1000hg (SATO et al., 2003). O fechamento do blastóporo é considerado evento da embriogênese importante em aqüicultura, pois indica o momento adequado para se estimar taxas de fertilização (SATO et al., 2003).

A sequência de eventos observada na embriogênese de espécie de peixes brasileiros de água doce é similar entre espécies do mesmo gênero, como *Brycon amazonicus* (NEUMANN, 2008); *Brycon insignis* (ANDRADE-TALMELLI et al., 2001), *B. cephalus* (LOPES et al., 1995; ROMAGOSA et al., 2001; VASQUES, 2003), *B. orbignyanus* (GANECO, 2003; LANDINEZ et al., 2004; REYNALTE-TATAJE et al., 2004) e *Brycon orthotaenia* (SAMPAIO, 2006). Essa mesma seqüência também ocorre em outros Characiformes, como *Piaractus mesopotamicus* e *Colossoma macropomum* (RIBEIRO et al., 1995), *Prochilodus lineatus* (CASTELLANI et al., 1994; NINHAUS-SILVEIRA et al., 2006), *Leporinus piau* (BORÇATO et al., 2004) e em *Hoplias unitaeniatus*, *H. malabaricus* e *H. lacerdae* (GOMES et al., 2007). Diferenças ocorreram na cronologia dos eventos, mesmo entre as espécies do gênero *Brycon*, o que pode estar relacionado a variações interespecíficas e a diferenças na temperatura da água durante a incubação (NEUMANN, 2008).

Os eventos morfofisiológicos comumente observados ao longo das avaliações ontogênicas de 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 de melanóforos e eclosão (CUSSAC et al., 1985; MATKOVIC et al., 1985; FERNANDEZ-PALACIOS et al., 1994; SOUZA, 2004; SANCHES et al., 1999; FUJIMOTO et al., 2004; FUJIMOTO et al., 2006; FERREIRA et al., 2006).

SOUZA (2004) descreveu os principais eventos morfológicos do desenvolvimento embrionário da piabanha (*Brycon insignis*). Utilizando microscópio estereoscópio sob aumento de 10X, o autor, observou, com a temperatura média da água a 26,0°C, que a diferenciação da cabeça da larva e do botão caudal ocorreu com 6,5 horas após a fecundação (hpf) e 190,00 horas-grau pós-fecundação (hpgf), os batimentos cardíacos foram observados com 13,00 hpf e 373,50 hpgf e a eclosão dos ovos com 17,00 hpf e 480,00 hpgf. NAKATANI et al. (2001) observaram a diferenciação de embriões de *Astyanax altiparanae* com 8,00 hpf.

Sanches et al. (1999) observaram, em *Parauchenipterus galeatus* capturados na planície de inundação do alto rio Paraná que, em temperatura da água entre 27 e 28°C, dois blastômeros ocorreram em 35 minutos e posteriormente 4, 8, 16, 32 e 64 blastômeros em 45, 60, 70, 80 e 90 minutos respectivamente. Com 16 horas de incubação o eixo embrionário estava definido.

Ainda segundo Sanches et al. (1999), embriões de *Parauchenipterus galeatus* com 16 hpf possuíam a região da cabeça e o do botão caudal diferenciados, com formação ainda dos somitos e da vesícula óptica. Após 24 hpf o botão caudal do embrião estava completamente livre e a cabeça diferenciada, a vesícula auditiva estava em desenvolvimento e os olhos iniciando a pigmentação.

Borçato et al. (2004) observaram em ovos de *Leporinus piau*, incubados a 24°C, que com 1,5 hpf o embrião encontrava-se no estágio de 64 blastômeros e com 6,25 hpf foi observado fechamento do blastóporo. A eclosão ocorreu em 21,00 hpf e com 504,00 hpgf. Botero et al. (2004) descreveram o desenvolvimento embrionário do híbrido obtido pelo cruzamento de machos de cachama blanca (*Piaractus brachypomus*) e fêmeas de cachama negra (*Colossoma macropomum*) e encontraram um tempo de eclosão das larvas de 19 horas, à temperatura de 27°C na incubadora.

2.9 ONTOGENIA DE LARVAS

O período larval pode durar de dias a meses. Durante esse período características de peixes adultos vão gradualmente se desenvolvendo, ocorrendo um processo de transformação até o período juvenil (NAKATANI et al., 2001).

O grau de diferenciação das larvas ao nascerem depende muito da espécie (ARAUJO-LIMA, 1994). A maioria das larvas Teleostei não está completamente formada no momento da eclosão, apresentando mandíbulas não formadas, olhos não pigmentados, saco vitelino e a nadadeira primordial estendendo-se por todo o corpo (NAKATANI et al., 2001). Nesse período as larvas apresentam poucos melanóforos e são muito transparentes. Todas as larvas apresentam neuromastos na cabeça e no corpo (NAKATANI et al., 2001).

Houge (1994) observou que em média, larvas recém-eclodidas de peixes marinhos são menores, sofrem maiores mortalidades e possuem estágios de desenvolvimento mais longos que o observado em do que larvas de animais de águas continentais.

Ahlstrom e Moser (1980) propuseram uma correlação do tamanho do ovo com o nível de desenvolvimento da larva ao eclodir. Larvas eclodidas de ovos pequenos são menos desenvolvidas com ausência de uma boca funcional, pigmentos nos olhos e nadadeiras e outros órgãos são também menos desenvolvidos ou ausentes. Larvas que eclodem de ovos grandes normalmente são mais desenvolvidas. Os olhos podem estar pigmentados a boca formada e as nadadeiras peitorais ou outras nadadeiras já diferenciadas. Balon (1981) propôs o termo altricial para descrever as larvas pouco desenvolvidas de ovos que continham poucas reservas vitelínicas e o termo precocial para larvas bem desenvolvidas de ovos com grandes volumes de vitelo.

Independentemente no nível de desenvolvimento apresentado pelas larvas, as larvas recém eclodidas são dependentes das reservas endógenas de vitelo. A energia absorvida do vitelo é fracionada principalmente em energia investida na diferenciação de tecidos e energia gasta na respiração. Não há produção de fezes antes do início da alimentação exógena, mas uma pequena parte de energia é excretada como excreção

nitrogenada (KAMLER, 2002). Esse vitelo vai sendo absorvido e nos momentos próximos a sua exaustão, a larva necessitará ingerir alimento de fonte exógena para satisfazer suas demandas de energia (MACIEL, 2006).

As larvas altriciais eclodem com pouca reserva de vitelo e o trato digestório indiferenciado, utilizando enzimas das presas ingeridas (zooplâncton), para facilitar seu processo de digestão, sendo dependentes das mesmas enquanto desenvolvem seu próprio sistema (SIPAÚBA-TAVARES e ROCHA, 2003).

Diversos trabalhos sobre o desenvolvimento ontogenético do trato digestório vem sendo realizados em espécies de interesse econômico e vêm mostrando que inicialmente o tubo digestório é um tubo simples e posteriormente ocorre o desenvolvimento da boca e na sequência ocorre a diferenciação de glândulas acessória e enzimas (SANTAMARIA et al., 2004; GAWLICKA et al., 1995).

Algumas espécies nascem com o sistema alimentar inicialmente funcional e com a flexão da notocorda ocorrendo antes da eclosão, como observado em tilápia (*O. niloticus*). Outras eclodem com os olhos completamente pigmentados e com as nadadeiras peitorais diferenciadas, como observado em melanotênia-maçã (*Glosoleps incisus*) (FERREIRA, 2006).

Algumas larvas são mais avançadas ao eclodirem, como *Loricariichtys platymetopon*, em que as nadadeiras dorsal e anal são desenvolvidas apresentando raios formados. Larvas de Gymnotiformes não apresentam flexão da notocorda em nenhum momento da sua vida.

O estágio larval pode durar de alguns dias a meses, dependendo da temperatura da espécie. Durante esse período a larva duplica o seu comprimento e também aumenta seu peso em até 100 vezes (NAKATANI et al., 2001; OLIVEIRA et al., 2004). Ocorre a diferenciação progressiva dos caracteres adultos, tais como raios das nadadeiras e ossificação do esqueleto. O sangue torna-se pigmentado, as escamas e os pigmentos aparecem na superfície do corpo, os raios das nadadeiras são completados, e a forma do corpo torna-se igual à do adulto. Com isso, o juvenil assemelha-se a um pequeno adulto (BLAXTER, 1988; KENDAL et al., 1984).

Segundo Godinho et al. (2003) as características morfológicas úteis para o estudo dos peixes são: pigmentação corporal, órgão adesivo cutâneo, duração do saco vitelino, diferenciação da boca e pigmentação da retina, diferenciação da bexiga natatória e das nadadeiras peitorais e a flexão da notocorda.

No estudo do desenvolvimento das larvas, além das informações sobre ontogenéticas, as informações morfométricas também são ferramentas fundamentais nos estudos relacionados ao crescimento que é uma importante característica zootécnica. Uma das conseqüências do crescimento são as alterações das proporções lineares (e.g. altura, comprimento) e suas relações entre si. Esta alteração nas proporções de um organismo ao longo do seu crescimento denomina-se alometria (PEREZ-NETO et al., 1995). O estudo alométrico explica diferenças quantitativas produzidas nas distintas fases da vida dos animais além de descrever o desenvolvimento relacionado aos estágios de vida das espécies (ROCHA et al., 2008; MACHADO, 2007; VICENTIM et al., 2004; SANTOS, 2001).

Entre as variáveis em estudos de crescimento, as principais são o comprimento total (CT), o comprimento padrão (CP), o comprimento da cabeça (CC), a altura do corpo (AC) e o diâmetro do olho (DO) (MACIEL, 2006; NAKATANI et al., 2001).

Souza e Severi (2002) observaram o desenvolvimento larval do peixe-cachorro (*Rhaphiodon vulpinus*). As larvas foram medidas e posteriormente relacionadas os comprimentos ao estágio de desenvolvimento. Os autores puderam observar que larvas entre 4,7 e 5,8cm de comprimento padrão (CP) estavam na fase de pré-flexão, larvas entre 8,1 e 13,8cm de CP estavam na fase de flexão e início de diferenciação dos raios pterigióforos da nadadeira anal.

Hernández-Rubio et al. (2006) estudaram de larvas de *Chirostoma humboldtianum* e observaram o desenvolvimento ontogenético e morfométrico da notocorda, região cefálica, tamanho da boca, diferenciação da região posterior da notocorda nos ossos hipurais e as alterações no comprimento da vesícula vitelínica e no diâmetro da gota de gordura. Bem como momento da primeira alimentação, abertura do ânus, tempo de formação das nadadeiras, o momento da flexão da notocorda e surgimento das escamas.

3 REFERÊNCIAS BIBLIGRÁFICAS

ABELHA, M.C.F.; AGOSTINHO, A.A.; GOULART, E. Plasticidade trófica em peixes de água doce. **Acta Scientiarum**, Maringá, v.23, n.2, p.425-434, 2001.

ABIMORAD, E.G. Relações entre níveis de proteína e energia digestíveis em dietas com diferentes proporções de lipídios e carboidratos para o crescimento de pacu, *Piaractus mesopotamicus*. 107 p. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual de São Paulo. São Paulo, 2004.

ANDRADE, D.R.; YASUI, G.S. O manejo da reprodução natural e artificial e sua importância na produção de peixes no Brasil. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v.27, n.2, p.166-172, 2003.

ANDRADE-TALMELLI, E.F.; KAVAMOTO, E.T.; ROMAGOSA, E.; FENERICH-VERANI, N. Embryonic and larval development of the “piabanha”, *Brycon insignis* Steindachner, 1876 (Pisces, Characidae). **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, v.27, n.1, p.21-27, 2001.

ARAUJO-LIMA, C.A.R.M., 1994, Egg size and larval development in Central Amazon fish. **Journal of Fish Biology**, Londres, v.44, p.371-389.

ARAUJO-LIMA, C.A.R.M.; GOMES, E.L.C. Tambaqui (*Colossoma macropomum*). In: BALDISSEROTO, B; GOMES, L.C. (Eds.) **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**, Santa Maria: UFSM, 2005. p. 67-104.

ARAUJO-LIMA C.A.R.M.; GOULDING, M. **So Fruitful Fish: Ecology, Conservation, and Aquaculture of the Amazon's Tambaqui**. Columbia University Press, New York, USA, 157p, 1997.

ARIDE, P.H.R.; ROUBACH, R.E; VAL, A.L. Water pH in central Amazon and its importance for tambaqui (*Colossoma macropomum*) culture. **World Aquaculture**, Louisiana, v.35, p. 24-27, 2004.

ATENCIO-GARCÍA V.J. **Influência da primeira alimentação na alevinagem do yamú *Brycon siebenthalae* (Eigenmann, 1912)**. 2000. Dissertação de Mestrado. Departamento de Aquicultura, Centro de Ciências Agrárias, Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2000.

ATENCIO-GARCÍA, V.; ZANIBONI-FILHO, E.; PARDO-CARRASCO, S.; ARIAS-CASTELLANOS, A. Influência da primeira alimentação na larvicultura e alevinagem do yamú *Brycon siebenthalae* (Characidae). **Acta Scientiarum. Animal Sciences**. Maringá, v.25, n.1, p.61-72, 2003.

AHLSTROM, E.H; MOSER, H.G. **Identification of pelagic marine fish eggs**. CalCOFI Rep., v.21, 1980.

BALON, E.K. Saltatory ontogeny and evolution. **Rivista di Biologia - Biology Forum**, Genova, v.79, p.151-190, 1986.

BALON, E.K. Saltatory process and altricial to precocial forms in the ontogeny of fishes. **American Zoologist**, Oxford, v.21, 573-596, 1981.

BISBAL, G.A.; BENGTON, D.A. Development of the digestive tract in larval summer flounder. **Journal of Fish Biology**, Londres, v.47, p.277-291, 1995.

BLAXTER, J.H.S. Pattern and variety in development. p.1-58. In: HOAR, W. S.; HANDALL, D. J.(Eds.). **Fish physiology XI: The physiology of developing fish. Part-A eggs and larvae**. Academic press. Sandiego, CA. USA. 1988.

BLAXTER, J.H.S., EHRLICH, K.F. Changes in behavior during starvation of herring and plaice larvae. In: Blaxter, J.H.S. (Ed.) **The Early Life History of Fish**. Springer-Verlag, Berlin, p. 575-588, 1974.

BLAXTER, J.H.S.; HEMPEL, G. The influence of egg size on hearing larvae (*Clupea harengus* L.). **Journal du Conseil Permanent International pour l'Exploration de La Mer**, v.28, p.176-181, 1963.

BOCK, C.L.; PADOVANI, C.R. Considerações sobre a reprodução artificial e alevinagem de pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) em viveiros. **Acta Scientiarum**, Maringá, v.22, n.2, p.495-501, 2000.

BOEHLERT, G.W.; KUSAKARI, M.; SHIMIZU, M.; YAMADA, J. Energetic during development in kurosoi, *Sebastes schlegeli* Hilgendorf. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v.101, p.239-256, 1986.

BORÇATO, L.B.; BAZZOLI B.; SATO, Y. Embryogenesis and larval ontogeny of the "piauí-gordura", *Leporinus piau* (Fowler) (Pisces, Anostomidae) after inducing spawning. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v.21, n.1, p.117-122, 2004.

BOTERO, M.; FRESNEDA, A.; MONTOYA, A.F.; ÁNGEL, M.O. Descripción del desarrollo embrionario de zigotos híbridos obtenidos por el cruce de machos de Cachama Blanca (*Piaractus brachypomus*) y hembras de Cachama Negra (*Colossoma macropomum*). **Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias**, Medellín, v.17, p.38-45, 2004.

CARVALHO, D.C.; SEERIG, A.; MELO, D.C.; SOUSA, A.B.; PIMENTA, D.; OLIVEIRA, D.A.A. Identificação molecular de peixes: o caso do Surubim (*Pseudoplatystoma spp.*). **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v.32 n.4, p.215-219, 2008.

CASTELLANI, L.R.; TSE, H.G.; SANTOS, H.S.; FARIA, R.H.S.; SANTOS, M.L.S. Desenvolvimento embrionário do curimatá *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) (Cypriniformes, Prochilodontidae). **Revista Brasileira de Ciência Morfológica**, São Paulo, v.11, n.2, p.99-105, 1994.

CESTAROLLI, M.A.; PORTELLA, M.C.; ROJAS, N.E.T. Efeito do nível de alimentação e do tipo de alimento na sobrevivência e no desempenho inicial de larvas de Curimatá *Prochilodus scrofa* (Steindachner, 1881). **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, v.24, p.119-129, 1997.

CIASULLO, G.M. Retrocruce de hembras híbridos (F1) (*Colossoma macropomum* x *Piaractus brachypomus*) con machos de lãs especies parentales. CIVA 2002, 688-693. Disponível em: <http://www.civa2002.org>. Acesso em: 21/01/2011.

COSTA, M.P.V.; SILVA, R.Z.; SAMPAIO, L.A.; COUSIN, J.C.B. Morfogenia larval micro anatômica do peixe-rei marinho *Odontesthes argentinensis* (Atheriniformes, Atherinopsidae) do Rio Grande do Sul - Brasil: entre a eclosão e o 30º dia. **Biociências**, Porto Alegre, v.17, n.1, p.91-105, 2009.

CHAGAS, E.C.; GOMES, L.C.; JÚNIOR, H.M.; ROUBACH, R. Produtividade de tambaqui criado em tanque-rede com diferentes taxas de alimentação. **Ciência Rural**, Santa Maria, RS, v.37, n.4, p.1109-1115, 2007.

CHICK, J.H.; VAN DEN AVYLE, M.J. Effects of feeding ration on larval swimming speed and responsiveness to predator attacks: implications for cohort survival. **Canadian Journal of Fishery and Aquatic Science**, v.57 n.1, p.106-115, 2000.

CORRÊA, C.F.; SCORVO-FILHO; J.D.; TACHIBANA, L.; LEONARDO, A.F.G. caracterização e situação atual da cadeia de produção da piscicultura no Vale da Ribeira. **Informações Econômicas**, São Paulo, v.38, n.5, 2008.

COSTA, L.R.F.; BARTHEM R.B.; BITTENCOURT, M.M. A pesca do tambaqui, *Colossoma macropomum*, com enfoque na área do médio Solimões, Amazonas, Brasil. **Acta Amazonica**, Manaus, v.31, n.3, p.449-468, 2001.

CREPALDI, D.V.; MIRANDA, M.O.T.; RIBEIRO, L.P.; TEIXEIRA, E.A.; MELO, D.C.; SOUSA, A.B. Comparação do desempenho de surubim puro, "*Pseudoplatystoma corruscans*" e o híbrido "*P. corruscans*" X "*Pseudoplatystoma fasciatum*" em três densidades de estocagem. In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 41, 2004, Campo Grande. **Anais...** Campos grande: Sociedade Brasileira de Zootecnia, [2004] (CD-ROM).

CUSSAC, V.E, MATKOVIC, M., MAGGENE.M.M. Desarrollo embrionario de Rhandia sapo (Valenciennes, 1840) Eigenmann y Eigenmann, 1988 (Pises, Pimelodidae. II. Organogénesis media, organogénesis tardia y eclosión. **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, v.45, n.1/2, p.40-49. 1985.

DIVANACH, P.; KENTOURI, M. Hatchery techniques for specific diversification in Mediterranean finfish larviculture. Recent Advances. In: Mediterranean Aquaculture Finfish Species Diversification. Proceedings of the TECAM Seminar, May 1999, Zaragoza, Spain. **Anais...**Cahiers Option Méditerranéennes, v.47, 2000, p.75-87.

DORSEY, S.E.; HOUDE, E.D.; GAMBLE, J.C. Cohort abundances and daily variability in mortality of eggs and yolk-sac larvae of bay anchovy, *Anchoa mitchilli*, in Chesapeake Bay. **Fishery Bulletin**, Washington, v.94, p.257-267, 1995.

ECKMAN, R. Growth and body composition of juvenile *Colossoma macropomum* Cuvier 1818 (Characoidei) feeding on artificial diets. **Aquaculture**, Amsterdã, v.64, p.293-303, 1987.

FARIA, A.C.E.A.; HAYASHI, C.; SOARES, C.M.; GONÇALVES, G.S. Avaliação dos grupos zooplancônicos em tanques experimentais submetidos à adubação com diferentes substratos orgânicos. **Acta Scientiarum**, Maringá, v.22, n.2, p.375-381, 2000.

FAUSTINO, F.; NAKAGHI, L.S.O.; MARQUES, C.; MAKINO, L.C.; SENHORINI, J.A. Fertilização e desenvolvimento embrionário: morfometria e análise estereomicroscópica dos ovos dos híbridos de surubins (pintado, *Pseudoplatystoma corruscans* x cachara, *Pseudoplatystoma fasciatum*). **Acta Scientiarum. Biological Science**. Maringá, v. 29, n. 1, p. 49-55, 2007

FERNANDES, J.B.K. Apparent Digestible Energy and Nutrient Digestibility Coefficients of Diet Ingredients for Pacu *Piaractus brachypomus*. **Journal of World Aquaculture Society**, v.35, n.2, p.237-244, 2004.

FERNANDEZ-PALÁCIOS, H.; MONTERO, D.; SOCORRO, J.; IZQUIERDO, M.S.; VERGARA, J.M. First studies on spawning, embryonic and larval development of *Dentex gibborsus* (Rafinesque, 1810) (Osteichthyes, Sparidae) under controlled conditions. **Aquaculture**, Amsterdã, v.122, p.63-73, 1994.

FERREIRA, A.V.; VIDAL JR M.V.; ANDRADE D.R.; SOUZA; G.MENDONÇA, P.P., YASUI; G.S. Eventos morfofisiológicos da ontogenia em ovos de lambari-do-rabo-amarelo *Astyanax aff. A. bimaculatus*, Linnaeus, 1758. In: II Aquaciência, Bento Gonçalves-RS. **Anais...** São Paulo: Sociedade Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática, [2006] (CD-ROM).

FUJIMOTO, T.; KATAOKA, T.; OTANI, S.; SAITO, T.; AITA, T.; YAMAHA, E.; ARAI, K. Embryonic stages from cleavage to gastrula in the loach *Misgurnus anguillicaudatus*. **Zoological Society of Japan**, Tokio, v.21, p.747 -755, 2004.

FUJIMOTO, T.; KATAOKA, T.; SAKAKO, S.; SAITO, T.; YAMAHA, E.; ARAI, K. Developmental stages and germ cell lineage of de loach (*Misgurnus anguillicaudatus*). **Zoological Society of Japan**, Tokio, v.23, p.977-989, 2006.

FURUYA, V.R.B.; HAYASHI, C.; FURUYA, W.M.; SOARES, C.M.; GALDIOLI, E.M. Influência de plâncton, dieta artificial e sua combinação, sobre o crescimento e sobrevivência de larvas de curimatá (*Prochilodus lineatus*). **Acta Scientiarum**, Maringá, v.21, n.3, p.699-703, 1999.

GANEKO, L.N. **Análise dos ovos de piracanjuba, *Brycon orbignyanus* (Valenciennes 1849), durante o desenvolvimento embrionário, sob condições de reprodução induzida**. 66 p. Dissertação de Mestrado. Centro de Aqüicultura de Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo, 2003.

GAWLICKA, A.; TEH, S.J.; HUNG S.S.O.; HINTON, D.E; NOÛE, J. Histological and histochemical changes in the digestive tract of white surgeon larvae during ontogeny. **Fish Physiology and Biochemistry**, v.14, p.357-371, 1995.

GODINHO, H.M., FENERICH, N.A., NARAHARA, M.Y. Desenvolvimento embrionário e larval de *Ramdhia hildardi* (Valenciennes, 1840) (Siluriformes, Pimelodidae). **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, v.38, n.1, p.51-56, 1978.

GODINHO, H.P.; SANTOS J.E.; SATO, Y. Ontogênese larval de cinco espécies de peixes do São Francisco, p.133-148. In: GODINHO, A.L (Ed.) **Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais**. Belo Horizonte; PUC Minas, 468pp. 2003.

GONÇALVES, A.C.S.; MURGAS, L.D.S; ROSA, P.V.; NAVARRO, R.D.; COSTA, D.V.; TEIXEIRA, E.A. Desempenho produtivo de tambacus alimentados com dietas suplementadas com vitamina E. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.45, n.9, p.1005-1011, 2010.

GOMES, B.V.C.; SCARPELLI, R.S.; ARANTES, F.P.; SATO, Y.; BAZZOLI, N.; RIZZO, E. Comparative oocyte morphology and early development in three species of trahiras

from the São Francisco River basin, Brazil. **Journal of Fish Biology**, Londres, v.70, p.1412-1429, 2007.

GOMES, L.C.; ARAUJO-LIMA, C.A.R.M; ROUBACH, R. Alevino - um termo equivocado na piscicultura brasileira com consequências no setor produtivo. **Cadernos de Ciência & Tecnologia**, Brasília, v. 20, n. 2, p. 353-359, 2003.

GOMES, L.C.; SILVA, C.R. Impact of pond management on tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier), production during growth-out phase. **Aquaculture**, Amsterdã, v.40, n.7, p.825-832, 2009.

GONZALES-QUIRÓZ, R.; ANÁDÓN, R. Diet breadth variability in larval blue whiting as a response to plankton size structure. **Journal of Fish Biology**, Londres, v.59, p.1111-1125, 2001.

GORODILOV, Y.N. Description of the early ontogeny of the Atlantic salmon, *Salmo salar*, with a novel system of interval (state) identification. **Environmental Biology of Fishes.**, v.47, p.109-127, 1996.

GOULDING, M.; CARVALHO, M.L. Life history and management of the tambaqui (*Colossoma macropomum*, Characidae); an important amazonian food fish. **Revista Brasileira de Zoologia**, São Paulo, v.1, n.2, p.107-133, 1982.

GRACIANO, M.M.C. A teoria biológica de Humberto Maturana e sua repercussão filosófica. 205p. Dissertação de Mestrado. Faculdade de Filosofia e Ciências Humanas, Universidade Federal de Minas Gerais. Belo Horizonte, Minas Gerais, 1997.

GRONKJER, P.; CLEMMENSEN, C.S.T.; JOHN, M. Nutritional condition and vertical distribution of Baltic cod larvae. **Journal of Fish Biology**, Londres, v.51 (Suppl. A), p.352-369, 1997.

GUERRA, H.F.; ALCANTARA, F.B.; SANCHEZ, H.R.; AVALOS, S.Q. Hibridación de paco, *Piaractus brachypomus* (Cuvier, 1818) por gamitana, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) em iquitos - Peru. **Folia Amazonica**, v.4, n.1, p.107-114, 1992.

HAMZA, N; MHETLI, M.; KESTEMONT, P. Effects of weaning age and diets on ontogeny of digestive activities and structures of pikeperch (*Sander lucioperca*) larvae. **Fish Physiology and Biochemistry**, v.33, p.121-133, 2007.

HERNÁNDEZ-RUBIO, M.C.; FIGUEROA-LUCERO, G.; BARRIGA-SOSA, I.A.; ARREDONDO-FIGUEROA, J.L.; CASTRO-BARRERA, T. Early development of the shortfin silverside *Chirostoma humboldtianum* (Valenciennes, 1835) (Atheriniformes: Atherinopsidae). **Aquaculture**, Amsterdã, v.261, p.1440-1446, 2006.

HIRAMATSU, N., HIRAMATSU, K., HIRANO, K., HARA, A. Vitellogenin-derived yolk proteins in a hybrid sturgeon, bester (*Huso huso x Acipenser ruthenus*): Identification, characterization and course of proteolysis during embryogenesis. **Comparative Biochemistry and Physiology, Part A**, v. 131, p. 429-441, 2002.

IHERING, R.V. Die wirkung von Hypophyseh injektion auf den Laichakt von Fischen. **Zoologische Anzeiger**, v.111, p.273-279, 1935.

INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOA RECURSOS NATURAIS RENOVAVEIS-IBAMA: Estatística da Pesca 2006; Grandes regiões e unidades da federação. Brasília: IBAMA, 2008. 174p.

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**, Amsterdã, v.221, p.277-287, 2003.

JUNIOR, H.A.; SATO, G.; STREFLING, L.; VAHRLICH, R.; HOINKES, R.; TEBALDI, P.C. Aclimação do híbrido da tilápia vermelha *Oreochromis niloticus* sp. e utilização em ambientes marinhos como isca viva para a pesca de tunídeos. **Revista Eletrônica de Medicina Veterinária**, Garça-SP, v.11, n.3, p.1695-7504. 2010.

KAMLER, E. Resource allocation in yolk-feeding fish. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, v.18, p.143-200, 2007.

KAMLER, E. Ontogeny of yolk-feeding fish: an ecological perspective. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, v.12, p.79-103, 2002.

KAMLER, E.; SZLAMINSKA, M.; PRZYBYL, A.; BARSKA, B.; JAKUBAS, M.; KUCZYNSKI, M.; RACIBORSKU, K. Developmental response of carp, *Cyprinus carpio*, larvae fed different foods or starved. **Environmental Biology of Fishes**, v.29, p.303-313, 1990.

KENDALL, A.W.Jr., AHLSTROM, E.H.; MOSER, H.G. Early life history stages of fishes and their characters. **Special Publication of the American Society of Ichthyology and Herpetology**, v.1, p. 11-22, 1984.

KELSO, W.E.; RUTHERFORD, D.A. Collection, preservation, and identification of fish eggs and larvae. In: MURPHY, B.R.; WILLIS, D.W. (Eds.) **Fisheries techniques**. 2nd ed. Bethesda, Maryland: American Fisheries Society, 1996. Cap. 9, p. 255-302.

KOZARIC, Z.; KUZIR, S.; PETRINEC, Z.; GJURČEVIĆ, E.; BOZIC, M. The Development of the Digestive Tract in Larval European Catfish (*Silurus glanis* L.). **Anatomic, Histology and Embryology**, v.37, p.141-146, 2008.

KUNZ, Y.W. **Developmental biology of teleosts fishes**. Dordrecht, Springer, 652p. 2004.

KUBITZA, F. Coletânea de informações aplicadas sobre o cultivo do Tambaqui, do Pacu e de outros peixes redondos. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v.14, n.82, 2004a.

KUBITZA, F. Coletânea de informações aplicadas sobre o cultivo do Tambaqui, do Pacu e de outros peixes redondos (parte 2). **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v.14, n.83, 2004b.

KUBITZA, F. **Nutrição e alimentação de peixes**. (Ed.) Piracicaba, Franciscana, Brasil. 1997.123p.

KUZ'MINA, V.V.; GEL'MAN, A.G. Traits in the development of digestive function in fishes. **Journal of Ichthyology**, Russian, v.38, n. 1, p.106-115, 1998.

KRYZHANOVSKIJ, S.G. **Ecomorphological principles of development in carps, loaches and catfishes**. 1949. Tr. Inst. Morfol. Zhivotn. Akad. Nauk SSSR 1, 5-332

LANDINEZ, M.A.; SENHORINI, J.A.; SANABRIA, A.I.; BALDAN, A.P.; URBINATI, E.C. Desenvolvimento embrionário e larval de piracanjuba (*Brycon orbignyanus*). **Boletim Técnico do CEPTA**, São Paulo, v.17, p.1-12. 2004.

LOPEZ-FANJUL, C.; TORO, M.A. **Mejora Genética de peces y moluscos**. Madrid: Ediciones Mundi-Prensa, 107p., 1990.

LOPES, R.N.M.; SENHORINI, J.A.; SOARES, M.C.F. Desenvolvimento embrionário e larval do matrinxã *Brycon cephalus* Günther, 1869, (Pisces, Characidae). **Boletim Técnico do CEPTA**, São Paulo, v. 8, p. 25-39. 1995.

LUBZENS, E.; ROTHBARD, S.; BLUMENTHAL, A.; KOLODNY, G.; PERRY, B.; OLUND, B.; WAX, Y.; FARBSTEIN, H. Possible use of *Brachionus plicatilis* (O.F. Muller) as a food for freshwater cyprinid larvae. **Aquaculture**, Amsterdã v.60, p.143-155, 1987.

LUZ, R. K. **Aspectos da larvicultura do trairão *Hoplias lacerdae***: manejo alimentar, densidade de estocagem e teste de exposição ao ar. 2004. 133 f. Tese (Doutorado em Aquicultura) – Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2004.

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

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

LUZ, R.K. Resistência ao estresse e crescimento de larvas de peixes neotropicais alimentadas com diferentes dietas. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.42, n.1, p.65-72, 2007.

MACEDO, E.M.; CARNEIRO, D.J.; CASTAGNOLLI, N. Necessidades protéicas na nutrição de tambaqui, *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818 (Pisces, Characidae) In: Simpósio Brasileiro de Aquicultura, 2, Encontro Nacional de Ranicultores, 2, 1981, Jaboticabal. **Anais...** Jaboticabal: Universidade Estadual de São Paulo, 1981, p.77-78.

MACEDO, C. F. E; PINTO-COELHO, R. M. Efeito das algas *Ankistrodesmus gracilis* e *Scenedesmus quadricauda* no crescimento e no índice lipídico de *Daphnia laevis* e *Moina micrura*. **Acta Scientiarum**, Maringá, v.22, n.2, p.397-401, 2000.

MACIEL, C. M. R. R. **Ontogenia de larvas de piracanjuba, *Brycon orbignyanus Valenciennes (1849) (Characiformes, Characidae, Bryconinae)***. 229p. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Viçosa. Viçosa, Minas Gerais, 2006.

MACHADO, M. R. F. **Características morfométricas e corporais de curimbatá *Prochilodus lineatus (Characiformes: Prochilodontidae) dos estoques migradores e residentes do rio mogi-guaçu***. 70p. Dissertação de Mestrado. Centro de Aqüicultura da Universidade Estadual de São Paulo, Jaboticabal, São Paulo, 2007.

MARQUES, N. R.; HAYASHI, C.; GALDIOLI, E. M.; FERNANDES, C. E. B. Seletividade alimentar de organismos-alimento por formas jovens de pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) e curimba *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836). **Acta Scientiarum Biological Science**, Maringá, v. 29, n. 2, p. 167-176, 2007.

MATKOVIC, M.; CUSSAC, V.E; CUKIER, M.; GUERRERO G.A. Desarrollo embrionario de *Rhandia sapo* (Valenciennes, 1840) Eigenmann y Eigenmann, 1888 (Pises, Pimelodidae). Segmentacion, morfogenese y organogénesis temprana. **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, v.46, n.2/2, p. 40-49, 1985.

MENDONÇA, P.P., FERREIRA, R.A., VIDAL-JUNIOR, M.V.; ANDRADE, D.R.; SANTOS, M.V.B.; FERREIRA, A.V.; REZENDE, F.P. Influência do fotoperíodo no desenvolvimento de juvenis de tambaqui (*Colossoma macropomum*). **Archivos de Zootecnia**, Cordoba, v.58, n.223, p.323-331, 2009.

MELO, J.S.C.; PEREIRA, J.A. Crescimento do híbrido tambacu (fêmea de *Colossoma macropomum* x macho de *Piaractus mesopotamicus*) em criação intensiva. **Boletim Técnico do CEPTA**, Pirassununga, v.7, p.59-75, 1994.

MELO, L.A.S.; IZEL, A.C.U.; RODRIGUES, F.M. Criação de tambaqui (*Colossoma macropomum*) em viveiros de argila/barragens no Estado do Amazonas. Série Documentos 18, **Embrapa Amazônia Ocidental**, Manaus, Brasil, 2001.

MESA-GRANDA, M.N.; BOTERO-AGUIRRE, M.C. La cachama blanca (*Piaractus brachypomus*), una especie potencial para el mejoramiento genético. **Revista Colombiana de Ciencias Pecuárias**, Medellín, v.20, n.1, 2007.

MIRA-LÓPEZ, T.M.; MEDINA-ROBLES, V.M.; VELASCO-SANTAMARÍA, Y.M.; CRUZ-CASALLAS, P.E. Valores morfométricos en larvas de yamú *Brycon amazonicus* (Pisces: Characidae) obtenidas con Semen fresco y crioconservado. **Actualidades Biológicas**, Medellín, v. 29, n.87, p.203-213, 2007.

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, 378 pp.

NINHAUS-SILVEIRA, A.; FORESTI, F.; AZEVEDO, A. Structural and ultrastructural analysis of embryonic development of *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) (Characiformes; Prochilodontidae). **Zygote**, Reino Unido, v. 14, p. 217-229, 2006.

O'CONNELL, C.P., Development of systems in the Northern anchovy, *Engraulis mordax*, and others teleosts. **American Zoologist**, Oxford, v. 21, p. 429-446, 1981.

OH, S.Y.; NOH, C.H.; KANG, R.S.; KIM, C.K.; CHO, S.H.; JO, J.Y. Compensatory growth and body composition of juvenile black rockfish *Sebastes schlegeli* following feed deprivation. **Fisheries Science**, Tokyo, v.74, p.846-852, 2008.

OJANGUREN, A.F.; REYES-GAVILÁN, F.G.; MUÑOZ, R.R. Effects of temperature on growth and efficiency of yolk utilisation in eggs and pre-feeding larval stages of Atlantic salmon. **Aquaculture International**, Oostende, Belgium, v.7 p.81-87, 1999.

OLIVEIRA, D.B.S.; SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; DURIGAN, J.G. Estudo limnológico em tanques de piscicultura. Parte II: Variação semanal de fatores físicos, químicos e biológicos. **Acta Limnologica Brasiliensia**, Rio Claro, v. 4, p.123-137, 1992.

ORTEGA, A.G. Valor nutricional de los quistes de *Artemia* y su uso como fuente de proteína em dietas artificiales para larvas de peces. In: CRUZ-SUÁREZ, L.E.; RICQUE-MARIE, D.; TAPIA-SALAZAR, M. et al. (Eds.) **Avances en nutrición acuícola**. Yucatán: Mérida, 2000, p. 287-299.

OSSE, J.W.M.; VAN DEN BOOGAART, J.G.; VAN SNIK, G.M.J.; VAN DER SLUYS, L. Priorities during early growth of fish larvae. **Aquaculture**, Amsterdã, v. 155, p. 249-258, 1997.

OSMAN, A.G.M.; WUERTZ, S.; MEKKAWY, I.A.; VERRETH, J.; KIRSCHBAUM, F. Early development of the African catfish *Clarias gariepinus* (Burchell, 1822), focusing on the ontogeny of selected organs. **Journal of Applied Ichthyology**, Malden, v.24, p.187-195, 2008.

PAULA, F.G. **Desempenho do tambaqui (*Colossoma macropomum*), da pirapitinga (*Piaractus brachypomum*) e do híbrido tambatinga (*C. Macropomum X P. brachypomum*) mantidos em viveiros fertilizados na fase de engorda**. 57p. Dissertação de Mestrado. Escola de Veterinária da Universidade Federal de Goiás. Goiânia, Goiás. 2009.

PEÑÁZ, M. A general framework of fish ontogeny: a review of the ongoing debate. **Folia Zoologica**, Praga, v.50, p.241-256, 2001.

PEREIRA-FILHO, M. Alternativas para a alimentação de peixes em cativeiro. In: VAL, A.L.; HONCZARYK, A. (Eds.) **Criando peixes na Amazônia**. Manaus: Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia, 1995. p.75-82.

PERES-NETO; P.R. VALENTIN, J.L.; FERNANDEZ, F.A.S. Introdução a análises morfométricas. **Oecologia Brasiliensis**, Rio de Janeiro, v.2, 1995.

PINTO-COELHO, R.M., JÚNIOR, W.P.S; CORGOSINHO, P.H. Variação nictemeral do status nutricional do zooplâncton em tanques de cultivo de plâncton. **Revista Unimar**, Maringá, v.19, n.2, p.521-535, 1997.

PLANAS, M.; CUNHA, I. Larviculture of marine fish: problems and perspectives. **Aquaculture**, Amsterdã, v.177, p.171-190, 1999.

PORTO-FORESTI, F.; HASHIMOTO, D.T.; ALVES, A.L.; ALMEIDA, R.B.C.; SENHORINI, J.A.; BORTOLOZZI, J.; FORESTI, F. Cytogenetic markers as diagnoses in the identification of the hybrid between Piauçu (*Leporinus macrocephalus*) and Piapara (*Leporinus elongatus*). **Genetics and Molecular Biology**, Ribeirão Preto, v.31, n.1, p.195-202, 2008.

PORTELLA, M.C. Técnicas de criação intensiva de larvas de peixes neotropicais: situação atual e perspectivas. In: I Aquaciência, Vitória-ES. **Anais...** Vitória: Sociedade Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática, 460 p. 2004

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

RESENDE, E.K.; OLIVEIRA, C.A.L.; LEGAT, A.P.; RIBEIRO, R.P. Melhoramento animal no Brasil: uma visão crítica espécies aquáticas. In: VIII Simpósio Brasileiro de Melhoramento Animal. **Anais...** Maringá, 2010.

REZENDE, F.J.W.; SILVA, J.B.; MELLO, C.F.; SOUZA, R.A.L.; SOUZA, A.S.; KLOSTER, A.C. Perfil da aquicultura no estado do acre Amazônia. **Ciência & Desenvolvimento**, Belém, v. 4, n. 7, 2008.

REYNALTE-TATAJE, D.; ZANIBONI-FILHO, E.; ESQUIVEL, J.R. Embryonic and larvae development of piracanjuba, *Brycon orbignyanus* Valenciennes, 1849 (Pisces, Charecidae). **Acta Scientiarum**, Maringá, v.26, n.1, p.67-71. 2004.

RIBEIRO, C.R.; SANTOS, L.H.S.; BOLZAN, A.A. Estudo comparativo da embriogênese de peixes ósseos (Pacu, *Piaractus mesopotâmicus*, Tambaqui, *Colossoma macropomum* e o híbrido Tambacu). **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, v.55, p.65-78, 1995.

RIBEIRO, R.P.; SENGIK, E. Calagem e adubação de tanques para piscicultura. In: MOREIRA, H.L.M.; VARGAS, L.; RIBEIRO, R.P.; ZIMMERMANN, S. **Fundamentos da moderna aquicultura**. Canoas: Ed. ULBRA, 2001. p.53-57.

RICHARDS, W. J. Some comments of Balon's terminology of fish development interval. **Journal of Fish Research Board of Canada**, v.33, p. 1253-1254.

RISTOVSKA, M.; KARAMAN, B.; VERRAES, W.; ADRIAENS, D. Early development of the chondrocranium in *Salmo letnica* (Karaman, 1924) (Teleostei: Salmonidae). **Journal of Fish Biology**, Londres, v.68, p.458-480, 2006.

ROCHA, M.A.; RIBEIRO, E.L.A.; MIZUBUTI, I.Y.; BOROSKY, J.C.; ANTUNES, M.I.P.P. Fator de condição de Fulton, alométrico e a taxa de crescimento em curimatá (*Prochilodus lineatus*). **Ciências Agrárias**, Londrina, v. 29, n. 4, p. 947-954, 2008.

ROLLO, A.; SULPIZIO, R.; NARDI, M.; SILVI, S.; ORPIANESI, C.; CAGGIANO, M.; CRESCI, A.; CARNEVALI, O. Live microbial feed supplement in aquaculture for improvement of stress tolerance. **Fish Physiology and Biochemistry**., Amsterdã, v. 32, n. 2, p. 167-177, 2006.

ROMAGOSA, E.; NARAHARA, M. Y.; FENERICH-VERANI, N. Stages of embryonic development of the “matrinxã”, *Brycon cephalus* (Pisces, Characidae). **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, v.27, n.1, p.29-32. 2001.

RØNNESTAD, I. No efflux of free amino acids from yolk-sac larvae of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). **Journal de la Exploitation of Marine Biology and Ecology**, v.167, p.39-45, 1993.

RØNNESTAD I.; THORSEN, A.; FINN, R. N. Fish larval nutrition: a review of recent advances in the roles of amino acids. **Aquaculture**, Amsterdã, v. 177, p. 201-216, 1999.

ROSS, R.M.; JOHNSON, J.H.; BENNETT, R.M.; DROPKIN, D.S. Behavioural changes associated with suboptimal prey densities for larval American shad. **Ecology of Freshwater Fish**, v.5 n.4, p.163-168, 1996.

RYZHKOVA, L.P. **Morpho-Physiological Peculiarities and Transformation of Matter and Energy in Early Development of Freshwater Salmonid Fishes**. Kareliy, Petrozavodsk, 1976. 288 pp.

SAMPAIO, K.H. **Superfície ovocitária e desenvolvimento inicial de quatro espécies de peixes de interesse comercial da bacia do rio São Francisco**. 53 p. Dissertação de Mestrado. Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, Minas Gerais, 2006.

SANCHES, P.V.; NAKATANI, K.; BIALETZKI, A. Morphological description of the developmental stages of *parauchenipterus galeatus* (Linnaeus, 1766) (Siluriformes, Auchenipteridae) on the floodplain of the upper paraná river. **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, v.59, n.3, p.429-438, 1999.

SANTAMARIA, C.A.; MATEO, M.M.; TRAVESET, R.; SALA, R.; GRAU, A.; PASTOR, E.; SARASQUETE, C. ; CRESPO, S. Larval oogenesis in common dentex *Dentex dentex* L. (Sparidae): histological and histochemical aspects. **Aquaculture**, Amsterdã, v.327, p.207-228, 2004.

SANTEIRO, R. M. E PINTO-COELHO, R. M. Efeitos de fertilização na biomassa e qualidade nutricional do zooplâncton utilizado para alimentação de alevinos na estação de hidrobiologia e piscicultura de Furnas, MG. **Acta Scientiarum**, Maringá, v.22 n.3, p.707-716, 2000.

SANTIN, M; BIALETZKI, A.; NAKATANI, K. Mudanças ontogênicas no trato digestório e dieta de *Apareiodon affinis* (Steindachner, 1879) (Osteichthyes, Parodontidae). **Acta Scientiarum. Biological Sciences**, Maringá, v.26, n.3, p. 291-298, 2004.

SANTOS, C.L.; PÉREZ, J.R.O.; GERASEEV, L.C.; PRADO, O.V.; MUNIZ, J.A. Estudo do crescimento alométrico dos cortes de carcaça de cordeiros da raça Santa Inês e Bergamácia. **Ciência e Agrotecnologia**, Lavras, v.25, n.1, p.149-158, 2001.

SANTOS, G.M.; FERREIRA, E.J.G.; ZUANON, J.A.S. **Peixes comerciais de Manaus. Manaus: Ibama/AM, ProVárzea**, 2006. 144p.

SANTOS, J.E.; GODINHO, H.P. Morfogênese e comportamentos larvais do surubim (*Pseudoplatystoma corruscans*, Agassiz, 1829) sob condições experimentais. **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v.40, n.2, p.139-147, 1994.

SANTOS, L., FILHO, M.P.; SOBREIRA, C.; ITUASSÚ, D.; FONSECA, F.A.L. Exigência protéica de juvenis de tambaqui (*Colossoma macropomum*) após privação alimentar **Acta Amazonica**, Maringá, v.40, n.3, p.597 -604, 2010.

SANTOS, S.S; LOPES, J.P.; SANTOS-NETO, M.A.; SANTOS, L.S. Larvicultura de tambaqui em diferentes densidades de estocagem. **Revista Brasileira de Engenharia de Pesca**. São Luís, Maranhão, v.2, p.18-25, 2007.

SANTIS, H.P.; RESTREPO, L.F, ÁNGEL, M.O. Comparación morfológica entre machos y hembras de Cachama Negra (*Colossoma macropomum*, Cuvier 1818) mantenidos en estanque. **Revista Colombiana de Ciencias Pecuarias**, Medellín, v.17, 24-29, 2004.

SENHORINI, J.; FIGUEREDO, G.; FONTES, N; CAROLSFELD, J. Larvicultura e alevinagem do “pacu” *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887), “tanbaqui” *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) e seus respectivos híbridos. **Boletim Técnico do CEPTA**, São Paulo, v.1, n.2, p.19-30. 1988.

SENHORINI, J.A., GASPAR, L.A., FRANSOZO, A.B. Crescimento, sobrevivência e preferência alimentar de larvas de matrinxã (*Brycon cephalus*) e de piracanjuba (*Brycon orbignyanus*) em viveiros. **Boletim Técnico do CEPTA**, São Paulo, v.15, p.9-21, 2002.

SENHORINI, J. A.; FRANSOZO, A. Influência da produtividade dos viveiros e a contribuição da dietana larvicultura do pacu (*Piaractus mesopotamicus* Holmberg 1887, Teleostei, Characidae). **Boletim Técnico do CEPTA**, São Paulo, v.7, p.27-40, 1994.

SEVILLA A.; GÜNTHER J. Growth and feeding level in pre-weaning tambaqui *Colossoma macropomum* larvae. **Journal of World Aquaculture Society**, v.31, p.218-224, 2000.

SIPAÚBA-TAVARES, L.; ROCHA, O. (Eds.) **Produção de plâncton (Fitoplâncton e Zooplâncton) para alimentação de organismos aquáticos**. São Carlos: RIMA, 2003. 106p.

SHEPHERD, J.G., CUSHING, D.H. A mechanism for density-dependent survival of larval fish as the basis of a stock-recruitment relationship. **Journal du Conseil International pour l'Exploration de la Mer**, Copenhagen, v.39 n.2, 160-167, 1980.

SILVA-ACUÑA, A. GUEVARA, M. Evaluación del dietas comerciales sobre el crecimiento del híbrido de *Colossoma macropomum* X *Piaractus brachypomus*. **Zootecnia tropical**, Maracay, v.20, n.4, 2002.

SILVA, J.A.M. **Nutrientes, energia e digestibilidade aparente de frutos e sementes consumidos pelo tambaqui (*Colossoma macropomum*, Cuvier, 1818) nas florestas inundáveis da Amazônia**. Manaus/Am. 142 p. Tese de Doutorado. Instituto Nacional de Pesquisa da Amazônia, Fundação Universidade do Amazonas. Manaus, Amazonoas. 1997.

SILVA, J.A.M.; PEREIRA-FILHO, M.; OLIVEIRA-PEREIRA, M.I. Valor energético de espécies vegetais importantes na alimentação do tambaqui. **Acta Amazonica**, Manaus, v.33, n.4, p.687-700, 2003.

SILVA, J.A.M.; PEREIRA-FILHO, M.; OLIVEIRA-PEREIRA, M.I. Frutos e sementes consumidos pelo tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) incorporados em rações digestibilidade e velocidade de trânsito pelo trato gastrointestinal. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v.32, n.6, p.1815-1824, 2003b (Supl. 2)

SILVA, J.A.M.; PEREIRA-FILHO, M.; OLIVEIRA-PEREIRA, M.I. Seasonal variation of nutrients and energy in tambaquis (*Colossoma macropomum* CUVIER, 1818) natural food. **Revista Brasileira Biologia**, São Carlos, v.60, n.4, p.599-605, 2000.

SILVA, L.F.L.; MIRANDA, E.C.; FRAGA, A.B.; SANTOS, E.L.; FONSENCA, L.A.P.; PACHECO, K.M.G.; PONTES, E.C. Níveis de proteína bruta no desenvolvimento de alevinos de tambaqui (*colossoma macropomum*). In: REUNIÃO ANUAL DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 2006, Pernambuco. **Anais...** São Paulo: Sociedade Brasileira de Zootecnia.

SILVA, P.C.; PÁDUA, D.M.C.; FRANÇA, A.F.S.; PÁDUA, J.T., SOUZA, V.L. Milheto (*Pennisetum americanum*) como substituto do milho (*zea mays*) em rações para alevinos de tambacu (híbrido *Colossoma macropomum* fêmea X *Piaractus mesopotamicus* macho). **Ars. Veterinaria**, São Paulo, v.16, n.2, p.146-153, 2000.

SILVA, A.M.D.; GOMES, L.C.; ROUBACH R. Impact of pond management on water and effluent quality during tambaqui juvenile production. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, Brasília, v.42, p.733-740, 2007.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H. Análise da seletividade alimentar em larvas de tambaqui (*Colossoma macropomum*) e tambacu (híbrido, pacu - *Piaractus mesopotamicus* - e tambaqui - *Colossoma macropomum*) sobre os organismos aquáticos. **Acta Limnologica Brasiliensia**, São Paulo, v.6, p.114-132, 1993.

SNYDER, D.E. **Contributions to a guide to the cypriniform fish larvae of the Upper Colorado River System in Colorado**. United States Bureau of Land Management, Colorado Office, Biological Sciences Series 3, Denver. 1981.

SOGARD, S.M., OLLA, B.L. Food deprivation affects vertical distribution and activity of a marine fish in a thermal gradient: potential energy-conserving mechanism. **Marine Ecology Progress Series**, v.133, p.43-55, 1996.

SOUZA, G. **Reprodução Induzida, ontogenia inicial, etologia larval e alevinagem da piabanha (*Brycon insignis*, STEIDACHNER, 1877)**. 73p. Dissertação de Mestrado. Produção Animal, Centro de Ciências Tecnológicas e Agropecuárias, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro. 2004.

SOUSA, W. T. S; SEVERI, W. Desenvolvimento inicial de larvas de *Rhaphiodon vulpinus* Agassiz (Characiformes, Cynodontidae). **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v.19, n.1, p.85-94, 2002.

SOUZA, V.L. **Efeitos da restrição alimentar e da realimentação no crescimento e metabolismo energético de juvenis de pacu (*Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887)**. 118p. Tese de Doutorado, Centro de Aquicultura da Universidade Estadual de São Paulo. Jaboticabal, São Paulo, 1998.

TAKII, K.; SEOKA, M; NAKAMURA, M.; TANAKA, Y.; KUMAI, H. Amino acids stimulate hatching of red sea bream, *Pagrus major*. **Suisanzoshoku**, v.45, n.1, 109-113, 1997.

TAVARES, L.H. **Utilização do plâncton na alimentação de larvas e alevinos de peixes**. Tese de Doutrado. Ecologia e Recursos Naturais, Universidade Federal de São Carlos, São Paulo, 1988.

TAVARES, L.H. Análise de seletividade alimentar em larvas de tambaqui (*Colossoma macropomum*), tambacu (híbrido, pacu, *Piaractus mesopotamicus*) e tambaqui (*Colossoma macropomum*), sobre os organismos zooplanctônicos. **Acta Limnologica Brasiliensia**, Rio Claro, v.6, p.114-132, 1993.

TEICHERT-CODDINGTON D.R. Effect of stocking ration on semi-intensive polyculture of *Colossoma macropomum* and *Oreochromis niloticus* in Honduras, Central America. **Aquaculture**, Amsterdã, v.143, p.291-302, 1996.

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**, Viçosa, v.35, n.5, p.1887-1892, 2006.

THEILACKER, G.H.; PORTER, S.M. Condition of larval walleye pollock, *Theragra chalcogramma*, in the western Gulf of Alaska assessed with histological and shrinkage indices. **Fishery Bulletin**, Washington, v.93, p.333-344, 1995.

THORSEN, A.; TRIPPEL, E.A.; LAMBERT, Y. Experimental methods to monitor the production and quality of eggs of captive marine fish. **Journal of Northwest Atlantic Fishery Science**, Canadá, v.33, p.55-70, 2003.

TURRA, E.M.; OLIVEIRA, D.A.A.; TEIXEIRA, E.A.; LUZ, R.K., PRADO, S.A.; MELO, D.C.; FARIA, P.M.C. ; SOUSA, A.B. Controle reprodutivo em tilápias do Nilo (*Oreochromis niloticus*) por meio de manipulações sexuais e cromossômicas. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v.34, n.1, p.21-28, 2010.

URBINATI, E.C.; GONÇALVES, F.D. Pacu (*Piaractus mesopotamicus*). In: BALDISSEROTTO, B.; GOMES, L.C. (Ed.) **Espécies nativas para a piscicultura no Brasil**. Santa Maria: UFSM, 2005, p.225-256.

VAL, A.L.; ROLIM, P.R.; RABELO, H. Situação atual da aqüicultura na Região Norte. In: VALENTE, W.C.; POLI, C.R.; PEREIRA, J.A.; BORGHETTI, J.R. (Ed.) **Aqüicultura no Brasil: bases para um desenvolvimento sustentável**. Brasília: CNPq; MCT, 2000. p.247-266.

VAN DER MEER, M.B; MACHIELS, M.A.M; VERDEGEM, M.C.J. The effect of Dietary protein level on growth, protein utilization and body composition of *Colossoma macropomum*. **Aquaculture research**, v.26, p.901-909, 1995.

VASNETSOV, V.V. Developmental stages of bony fishes. In: PAVLOVSKIJ, E.N. (Ed.) **Ocherki po Obshchim Voprosam Ikhtiologii**. Akademiya Nauk Press, Moscow, 1953. p.207-217.

VÁSQUEZ-TORRES, W.; PEREIRA FILHO, M.; ARIAS-CASTELLANOS, J.A. Estudos para Composição de uma Dieta Referência Semipurificada para Avaliação de Exigências Nutricionais em Juvenis de Pirapitinga, *Piaractus brachypomus* (Cuvier, 1818). **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v.31, n.1, p.283-292, 2002.

VICENTIM, W.; COSTA, F.E.S.; MARQUES, S.P.; ZUNTINI, D.; BARBOSA, E.G. Fator de condição e relação peso x comprimento de *Prochilodus lineatus*, capturados na cabeceira do rio Miranda, MS. **IV Simpósio sobre recursos naturais e sócio-econômicos do Pantanal**. Corumbá/MS. 2004 [CD-ROM].

VIDAL Jr. M.V. **Níveis de proteína para tambaqui (*Colossoma macropomum* Curvier, 1818) dos 30 aos 250g de peso vivo**. 49p. Tese de Mestrado - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa. Minas Gerais, 1995.

VASQUES, L.H. **Participação do hormônio triiodotironina (T3) no desenvolvimento inicial de matrinxã (*Brycon cephalus*)**. 146 p. Tese de Doutorado. Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo, 2003.

VIEIRA, E.F.; ISAAC, V.J.; FABRÉ, N.N. Biologia reprodutiva do tambaqui, *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818 (Teleostei, Serrasalmidae), no baixo Amazonas, Brasil. **Acta Amazonica**, Manaus, v.29, n.4, 625-638, 1999,

WARE, D.M.; LAMBERT, T.C. Early life history of Atlantic mackerel (*Scomber scombrus*) in the Southern Gulf of St. Lawrence. **Canadian Journal of Fishery and Aquatic Science**, v.42, p.577-592, 1995.

WATANABE, T. **Fish nutrition and mariculture**. Tokio: JICA, 1998.

WATANABE, T.; KIRON, V. Prospects in larval fish dietetics. **Aquaculture**, Amsterdã, v.124, p.223-251, 1994.

WATANABE, Y. Histological changes in the liver and intestine of freshwater goby larvae during short-term starvation. **Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries**, v.51, p.707-709, 1985.

WOOTTON, R.J. **Ecology of teleost fishes**. Dordrecht: Kluwer Academic Publishers, 1998.

WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes tropicais: Manual de extensão**. Brasília, DF: FAO, CODEVASF, CNPq, 220pp. 1983.

WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes tropicais: Manual de extensão**. Brasília, DF: Ministério da Agricultura, FAO, CODEVASF, CNPq, 225pp. 1989.

YIN, M.C.; BLAXTER, J.H.S. Morphological changes during growth and starvation of larval cod (*Gadus morhua* L.) and flounder (*Platichthys flesus* L.). **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**, v.104, n.1-3, p.215-228, 1986.

ZANIBONI-FILHO, E. Incubação, larvicultura e alevinagem do tambaqui (*Colossoma macropomum*, Cuvier 1818). 202 p. Tese de Doutorado-Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, São Paulo, 1992.

ZANIBONI-FILHO, E.; WEINGARTNER, M. Técnicas de indução da reprodução de peixes migradores. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v.31, n.3, p.367-373, 2007.

ZOUITEN, D.; KHEMIS, I.B.; BESBES, R.; CAHU, C. Ontogeny of the digestive tract of thick lipped grey mullet (*Chelon labrosus*) larvae reared in "mesocosms". **Aquaculture**, Amsterdã, v.279, p.166-172, 2008.

4 TRABALHOS

Os trabalhos elaborados a seguir foram editorados com base os critérios de formatação da revista *Journal of Fish Biology*, com adaptações às normas do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal do Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias da Universidade Estadual do Norte Fluminense - Darcy Ribeiro (UENF, 2011).

ONTOGENIA DE EMBRIÕES DO HÍBRIDO TAMBATINGA (*Colossoma macropomum*, FÊMEA X *Piaractus brachypomus*, MACHO).

RESUMO

Embriões de tambatinga, obtidos mediante indução hormonal de *Colossoma macropomum* fêmea e *Piaractus brachypomus* macho, foram mantidos em incubadora cilindro-cônica de fluxo ascendente e volume de 200L, onde ficaram durante 13,5 horas, em uma temperatura média de $28,8 \pm 0,75^{\circ}\text{C}$. Após a mistura do sêmen com os ovócitos, amostras de 30 ovos foram coletadas da incubadora a cada 30 minutos, levadas ao microscópio óptico, onde os ovos foram observados e caracterizados quanto à presença, e nível de evolução, de estruturas e descartados em uma outra incubadora. Os ovos de tambatinga apresentavam um espaço perivitelínico superior à 50% do espaço interno. Foi possível observar que os mesmos tinham formato esférico e um córion como uma membrana flexível de aspecto liso, translúcido, não aderente e sem estruturas de fixação. O início da clivagem ocorreu com 0,5 horas pós-fecundação (hpf) e 15 horas graus pós-fecundação (hgpf). Com 1,5 hpf e 45 hgpf ocorreu a passagem da quinta divisão do blastodisco para a sexta, onde 32 blastômeros formaram 64 blastômeros dando início à fase de blastulação. Com 3,0 hpf e 39,00 hgpf foi observado o início da gastrulação com o manto da blastoderme recobrando 20% da vesícula vitelínica. Com 5,5 hpf e 161,50 hgpf foi observado que o manto a recobria em 90% da sua superfície permitindo visualizar a região do blastóporo. As 6,0 hpf e 176,00 hgpf a vesícula acima se apresentou completamente recoberta pelo manto da blastoderme. O início da organogênese ocorreu com a diferenciação do eixo embrionário, em 6,5 hpf e 190,50 hgpf e durou até 12,5 hpf e 360 hgpf, com batimentos cardíacos e diferenciação do condrocânio. Em 13,5 hpf e 388,00 hgpf iniciou-se a eclosão das larvas. O desenvolvimento embrionário de tambatinga ocorreu em cinco fases: clivagem, blástula, segmentação, organogênese e eclosão.

Palavras chaves: ontogenia, embriões, tambatinga, híbrido, piscicultura.

EARLY ONTOGENY ON EGGS OF THE HYBRID TAMBATINGA (*Colossoma macropomum*, FEMALE X *Piatactus brachypomus*, MALE).

ABSTRACT

Fertilized eggs of tambatinga were obtained by artificial induction of spawning and external fertilization and were kept in an upward flow cylinder-conical incubator of 200L. The eggs were remained at temperature of 28.8 ± 0.75 °C for incubation until hatching at 13.5 hours post-fecundation. After mixing of the gametes, samples of 30 eggs were collected from the incubator every 30 minutes. The eggs were observed and characterized under an optical microscope for the presence of new structures, and its level of development and after discarded in another incubator. Eggs of tambatinga showed have a greater perivitelline space than 50% of internal space. It was observed that the eggs were spherical with the corion as a flexible membrane, slick, translucent and without adhesive filaments. The cleavage stage started with 0,50 hour post-fecundation (hpf) and 15,00 hours-degrees post-fecundation (hdpf). At 1,50 hpf and 45,00 hgpf occurred the transition from fifth division with 32 blastomeres to sixth division, which formed 64 blastomeres beginning the blastulation stage. With 3,00 hpf and 39,00 hgpf was observed the onset of the epiboly of gastrulation with the blastoderm layer covering 20% of the yolk vesicle. With 5,50 hpf and 161,50 hgpf was observed that the gastrulation layer covered 90% of egg surface and allowed the visualization of the blastopore region. At 6,00 hpf and 176,00 hgpf the egg surface was completely covered by the blastoderm. The onset of organogenesis occurred with differentiation of the embryonic axis, at 6,50 hpf and 190,50 hgpf. This stage lasted until 12,50 hpf and 360,00 hgpf, with embryos showing heart bit and chondrocranium differentiated. With 13,50 hpf and 388,00 hgpf began the hatching of larvae. The embryonic development of tambatinga occurred in five stages: cleavage, blastulation, gastrulation, organogenesis and hatching.

Keywords: ontogeny, embryo, tambatinga, hybrid, aquaculture.

INTRODUÇÃO

A tambatinga é o híbrido resultado do cruzamento entre a fêmea de tambaqui (*Colossoma macropomum*) e o macho de pirapitinga (*Piaractus brachypomus*). Este peixe possui rastros branquiais mais desenvolvidos que os da pirapitinga, possibilitando maior eficiência na utilização do fito e zooplâncton presente na água de cultivo (SILVEIRA et al., 1986; KUBITZA, 2004). É um híbrido que pode alcançar peso comercial em curto período de produção, utilizando baixos níveis de proteína bruta na dieta complementar, o que representa economia com o custo de ração (KUBITZA, 2004).

Na produção artificial desses animais destaca-se a fase de larvicultura, onde os ovos e larvas são manejados e é um processo onde ocorrem as maiores taxas de mortalidade (PORTELLA, 2004). Durante os momentos iniciais da larvicultura, (primeiros dias de vida), os animais não possuem órgãos e sistemas desenvolvidos e são mais susceptíveis a variação dos fatores endógenos e exógenos dos quais dependem tais como a quantidade e qualidade do alimento embrionário, alimento externo, temperatura, pH, predadores e patógenos, entre outros (GISBERT et al., 2000)

Com a formação dos ovos fertilizados, em peixes ovíparos, cria-se um sistema semifechado em que o calor, gases e aminoácidos livres são trocados livremente e é sob esse sistema protegido que o embrião formado se cresce e desenvolve (KAMLER, 2007). O período embrionário começa com a fertilização e termina com a eclosão, isto é, a ruptura da membrana do ovo e saída da larva (KENDALL et al., 1984). O desenvolvimento do embrião é um processo altamente dinâmico, com mudanças morfo-fisiológicas refletindo em alterações dos sistemas orgânicos, consequência da rápida evolução morfológica e fisiológica (KAMLER, 2002).

Nos estudos de ovos e larvas destaca-se a ontogenia que se caracteriza por uma série de importantes mudanças em estrutura e função, reflexo da evolução morfológica e fisiológica, inclusive de hábitos e comportamentos, pelos quais passam os embriões, larvas e juvenis durante o seu desenvolvimento (KAMLER, 2002). Essas mudanças variam conforme a espécie e fatores exógenos, principalmente com a temperatura

(KAMLER, 2002). Esse conhecimento nos permite indentificar, por exemplo, o melhor momento para se obter taxas de fecundação e sobrevivência, bem como o padrão de desenvolvimento possibilitando indentificar possíveis alterações e má-formações que irão promover baixa sobrevivência ou inviabilizar a produção (GISBERT et al., 2000).

O conhecimento da ontogenia das espécies de peixes permite o desenvolvimento de biotecnologias em se utilizar o padrão ontogenético como bioindicador produtivo, permitindo também, uma avaliação sobre o efeito da variação de parâmetros endógenos e exógenos dos quais dependem esses embriões (qualidade e quantidade do alimento endógeno, temperatura, pH, entre outros) (KAMLER, 2002). Com isso, pode-se desenvolver um manejo adequado a cada espécie e a cada situação, auxiliando nos protocolos de produção.

O conhecimento dos aspectos morfológicos e fisiológicos durante o desenvolvimento embrionário também pode gerar informações para a larvicultura sobre o que deve ser aplicado, auxiliando no tipo de manejo quando houver variações físicas, químicas ou biológicas que possam afetar o desenvolvimento embrionário e larval, e por conseqüência a produção. Assim como também, através de comparações do desenvolvimento, fornecer critérios que diferenciem e indiquem quando, e se, os embriões produzidos encontram-se em seu desenvolvimento adequado (GISBERT et al., 2000).

A tambatinga tem um grande potencial produtivo e sua larvicultura vem sendo amplamente realizada no Brasil, mas é um processo baseado em protocolos gerais para peixes redondos (KUBITZA, 2000), não levando em conta demandas particulares dos embriões. É um animal ainda pouco estudado e pouco se sabe sobre sua ontogenia inicial ou mesmo os efeitos de variações endógenas e exógenas sobre o desenvolvimento inicial. Sendo assim o trabalho teve por objeto descrever o desenvolvimento embrionário do híbrido de tambatinga.

MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido nas dependências do laboratório do Instituto/ONG Projeto Piabanha, localizado no Município de Itaocara, Região Norte do Estado do Rio de Janeiro, latitude 21° 41' 15" S e longitude 42° 03' 45" W.

Os ovos de tambatinga foram obtidos através de reprodução induzida entre um macho de pirapitinga (*Piaractus brachypomus*) e uma fêmea de tambaqui (*Colossoma macropomum*), do plantel de reprodutores do Projeto Piabanha, através do método de indução com extrato bruto de hipófise de carpa (WOYNAROVICH e HORVÁTH, 1989).

A mistura dos gametas ocorreu a seco em bacias plásticas, com o auxílio de uma colher plástica. Após a mistura aguardou-se o período de um minuto para a hidratação dos ovos. Os ovos hidratados foram transferidos, nas mesmas bacias plásticas, para uma incubadora cilíndricas de fluxo ascendente e capacidade de 200L. A densidade de ovos na incubadora foi calculada por amostragem de ovos, em recipiente transparente de vidro de 200 mL, e sua posterior extrapolação para 200L, sendo calculada a densidade de 2.500 ovos.L⁻¹.

Para a descrição do período embrionário tomou-se o momento da hidratação dos ovos, quando ocorreu a mistura dos gametas, por hora 0 (zero). Nesse momento, uma amostra de ovos (n=30) recém-fecundados foi observada e caracterizada em microscópio óptico JENAMED2, em aumentos de 2,5X e 10,0X, e posteriormente foram descartados em outra incubadora. A partir do momento 0 (zero), de fecundação dos ovos, a cada 30 minutos novas amostras de 30 ovos foram coletadas da incubadora, observadas e descartadas em outra incubadora.

As coletas das amostras de ovos na incubadora foram realizadas com o auxílio de peneiras e pipetas plásticas e posteriormente transferidas para vidros de relógio. As amostras de ovos foram acomodadas, com o auxílio de pipetas plásticas, em lâminas microscópicas e posteriormente levadas ao microscópio óptico para sua observação. Em cada observação, os ovos foram caracterizados quanto à presença de estruturas morfológicas e presença ou não de movimentação. Também foi observado o nível de desenvolvimento das estruturas observadas após o início da sua diferenciação.

Durante as observações foram determinadas também as classificações quanto ao estágio embrionário em que se encontravam. Em todas as observações foram realizadas imagens com câmera digital Sony P200, acoplada a entrada trinocular.

As observações foram realizadas até o momento da eclosão e encerramento do período embrionário. As definições para os estádios embrionários ao longo das observações do desenvolvimento foram identificadas sempre quando mais de 50% dos ovos se encontrou no mesmo momento de desenvolvimento apresentando os mesmo aspectos morfofisiológicos e fisiológicos.

Os valores de temperatura da água de incubação foram monitorados durante todo o período experimental, a partir do momento 0 (zero) e sempre a cada hora com, o auxílio de um termômetro de coluna de mercúrio.

Os valores de pH da água de incubação foram mensurados com o auxílio de pontenciômetro digital para pH, de bancada, modelo pHTEC. Os valores para pH foram mensurados sempre a cada hora, juntamente com a temperatura.

Para os valores de oxigênio dissolvido (OD) na água de incubação assumiram-se valores relativos adequados uma vez que o sistema de incubação foi dotado de um sistema aberto com fluxo constante de água de $10 \text{ L}\cdot\text{min}^{-1}$.

Os momentos de observação e de caracterização dos embriões foram determinados sempre em horas pós-fecundação (hpf) e também horas-graus pós-fecundação (hgpf). As definições dos estádios embrionários utilizadas seguiram as definições de Fujimoto et al. (2006) e as definições descritas para embrião, utilizadas nesse trabalho, seguiram as terminologias propostas segundo Kendall et al. (1984).

RESULTADOS

Os valores médios observados para os parâmetros físico-químicos da água da incubadora, durante o período experimental, foram de $28,8 \pm 0,75^{\circ}\text{C}$ para a temperatura; $6,41 \pm 0,14$ para o pH.

Inicialmente observou-se que os ovos hidratados de tambatinga possuíam uma forma esférica e o córion apresentando-se como uma membrana flexível de aspecto liso, translúcido, não aderente e com ausência de estruturas auxiliares de fixação. (figura 01a).

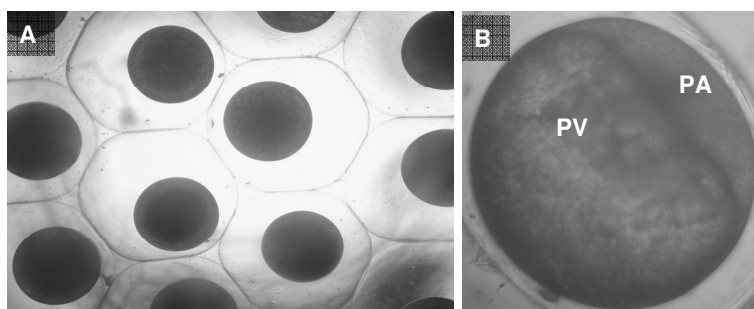


Figura 01. A) Ovos de tambatinga após a mistura dos gametas. Aumento de 2,5X. B) Detalhe do ovo de tambatinga. Aumento de 10X. (PA) Pólo animal; (PV) Pólo Vegetal.

A formação do pólo animal ocorreu logo após a fecundação com 0,25 hpf e 7,50 hgpf, dividindo a região celular do desenvolvimento animal do pólo vegetal, região onde se concentram os grânulos de vitelo. O pólo vegetal demonstrou-se claro, homogêneo e nele não foi encontrada a presença de gotas lipídicas (figura 01b).

O tipo de clivagem dos ovos apresentou-se em padrão de divisão meroblástica, sendo observado que os blastômeros a partir da primeira divisão do pólo animal aumentaram em número e diminuíram de tamanho durante as seguidas divisões. Também pode ser verificado que durante a clivagem, após cada nova divisão originavam-se blastômeros homogêneos.

A clivagem se procedeu através de uma seqüência de etapas ao longo de sucessivas divisões do pólo animal, até a conclusão da quinta divisão mitótica do blastodisco, com a formação de 32 blastômeros.

A primeira clivagem se iniciou logo após a fecundação e com 0,5 hpf e 15 hgpf foi possível verificar que um sulco mediano no pólo animal dividiu essa região e a presença de dois blastômeros foi perfeitamente visível (figura 02a).

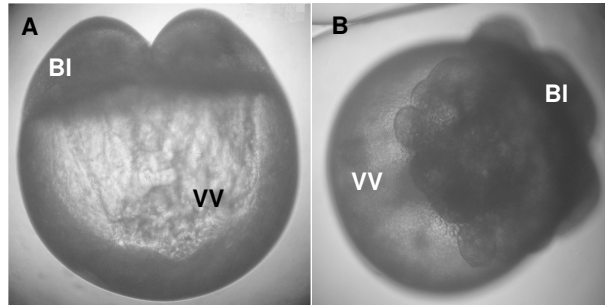


Figura 02. Embriões de tambatinga na fase de clivagem. Aumento de 10X. A) Dois blastômeros; B) Blastodisco em início da quinta divisão com mais de 16 blastômeros. (BI) Blastômeros; (VV) Vesícula vitelínica.

Com 1,0 hpf e 30 hgpf observou-se a quarta divisão, nesse momento os sulcos da quarta clivagem foram formados transversais aos sulcos da terceira clivagem. Ao final dessa divisão foram formados 16 novos blastômeros, apresentados em um arranjo de 4 X 4. Na figura 2b pode se observar o blastodisco com 16 blastômeros passando para 32, ainda com o formato característico da quarta divisão, mas com mais de 16 blastômeros.

Com 1,5 hpf e 45 hgpf foi verificado que alguns ovos apresentaram na quinta divisão do blastodisco, com 8 fileiras de 4 blastômeros proporcionando ao blastodisco um arranjo de 4 X 8, em uma camada simples contendo 32 blastômeros, mas nesse momento a maioria dos ovos possuía uma divisão longitudinal configurando a 6ª divisão e originando uma nova camada totalizando 64 de blastômeros (figura 3a).

Nos embriões com 2,0 hpf e 60,00 hgpf pode ser observado que o blastodisco se apresentava mais desenvolvido e alto devido à presença de várias camadas formadas por divisões latitudinais dos blastômeros (figura 03b).

Em 2,5 hpf e com 74,50 hgpf foi possível verificar que o blastodisco apresentava um aspecto mais homogêneo sobre a vesícula de vitelo e que a forma dos embriões nesse momento era esférica (figura 03c).

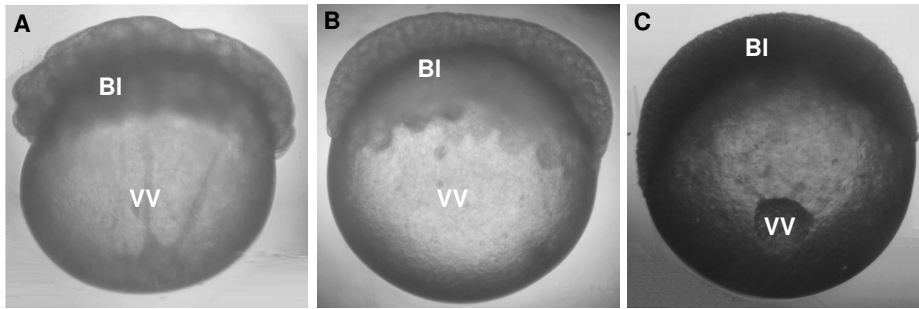


Figura 03. Embriões de tambatinga na fase de blástula. Aumento de 10X. A) Blástula com 1,5 hpf; B) Blástula com 2,0 hpf; C) Blástula com 2,5 hpf. (BI) Blastodisco; (VV) Vesícula vitelínica.

Com 3,0 hpf e 39,00 hgpf verificou-se que a fase de blástula havia finalizado e iniciado a fase de gástrula. O blastodisco havia se desenvolvido em blastoderme e sua borda havia avançado sobre a vesícula de vitelo cobrindo uma porção referente a 20% da vesícula vitelínica, apresentando-se como uma pequena calota sobre a vesícula.

Em 3,5 hpf e 103, 50 hgpf o manto da blastoderme apresentou-se recobrimdo 40% da vesícula vitelínica (figura 04a) e com 4,0 e 118,00 a porção de cobertura da vesícula vitelínica foi de 50%. Na observação seguinte em amostras com 4,5 hpf e com 132,50 hgpf foi possível verificar que o manto da blastoderme estava recobrimdo mais de 60% da área da vesícula vitelínica dos embriões de tambatinga, além disso pode ser observado a diferenciação do tubo neural.

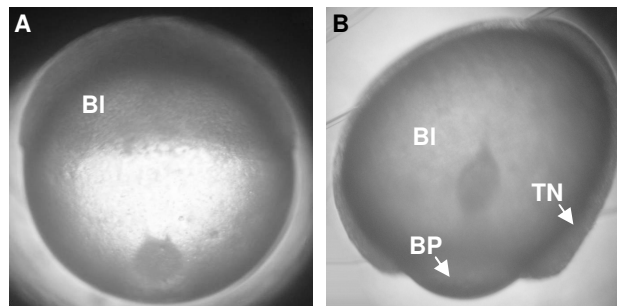


Figura 04. Embriões de tambatinga na fase de gástrula. Aumento de 10X. A) Blastoderme recobrimdo 40% da vesícula de vitelo. B) Cobertura de 90% com formação do tubo neural e do blastóporo. (BI) Blastoderme; (BP) Blastóporo; (TN) Tubo Neural.

Com 5,0 hpf e 147,00 hgpf a cobertura da blastoderme evoluiu para 80% da vesícula e com 5,5 hpf e 161,50 o manto da blastoderme recobriu 90% da vesícula vitelínica formando o blastóporo (figura 04b). Em 6,0 hpf e com 176,00 hgpf ocorreu o

fechamento do blastóporo com o recobrimento integral da vesícula vitelínica pelo blastoderme.

Em 6,5 hpf com 190,50 hgpf pôde ser evidenciada, nos embriões de tambatinga, a um maior desenvolvimento do eixo embrionário, como a evaginação de um tubo simples sobre a vesícula de vitelo. Os embriões com 7,0 hpf e com 205,00 hgpf apresentaram a diferenciação da região cefálica e região caudal, identificada através de um intumescimento de umas das extremidades diferenciando a região anterior do eixo embrionário da região posterior (figura 05a).

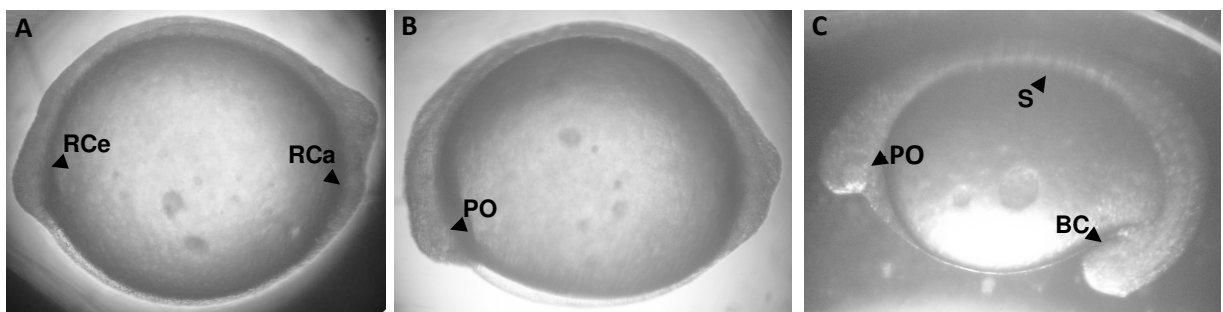


Figura 05. Fase de organogênese em embriões de tambatinga. Aumento de 10X. A) Embrião com cabeça e cauda; B) Diferenciação do primórdio óptico; C) Embrião após a liberação do botão caudal. (BC) Botão Caudal; (PO) Primórdio óptico; (RCa) Região Caudal; (RCe) Região Cefálica; (S) Somitos.

Os embriões de tambatinga com 7,50 hpf e 219,25 hgpf apresentaram na região cefálica um par de primórdios ópticos (Figura 5b). Ainda nesse momento foi possível visualizar a presença de 8 somitos, na forma "I", dispostos ao longo do eixo embrionário. Com 8,50 hpf e com 247,75 hgpf observou-se no primórdio óptico o início da diferenciação do cristalino e retina dando origem à vesícula óptica. Nessa mesma observação foi possível verificar que os embriões de tambatinga apresentavam entre 10 e 12 somitos ao longo do eixo embrionário. Em 9,00 hpf e 262,00 hgpf todos os embriões apresentaram 12 somitos ao longo do corpo e com 9,5 hpf e 276 hgpf os somitos evoluíram para a forma em "V".

Em 10,00 hpf e 290,00 hgpf ocorreu a liberação do botão caudal, com a região posterior do eixo embrionário se desprendendo da vesícula vitelínica (figura 5c). Em seguida nas amostras com 10,50 hpf e com 304,00 hgpf foi possível observar a

diferenciação da membrana hialina. Essa nadadeira embrionária foi observada ao longo de toda região caudal, iniciando dorsalmente na porção mediana do eixo embrionário, envolvendo toda a extremidade caudal, e encerrando ventralmente na vesícula vitelínica (figura 06).



Figura 06. Região caudal do embrião de tambatinga com a presença da membrana hialina ao redor do botão caudal. Aumento de 10X.

Com 11,00 hpf e 318,00 hgpf ocorreu o momento inicial de movimentação dos embriões, identificado através de contrações musculares nos embriões de tambatinga. Nesse momento foi possível visualizar espasmos pouco frequentes nos eixos embrionários de alguns embriões. Na observação seguinte, em amostras com 11,50 hpf e 332,00 hgpf foi verificado que a maioria dos embriões apresentou movimentação através de contrações musculares demonstrado por espasmos pouco frequentes. Em 12,00 hpf e 346,00 hgpf foram observados que todos os embriões apresentaram movimentação através de contrações musculares.

Os embriões com 12,50 hpf e 360,00 hgpf apresentaram batimentos cardíacos demonstrados através de uma pulsação inicialmente de pouca frequência. O coração embrionário observado nesse momento foi composto por uma simples região da veia axial do eixo embrionário, que iniciou os batimentos através de movimentos peristálticos.

A sequência de eventos morfofisiológicos do desenvolvimento embrionário de tambatinga está resumida na tabela 01.

Tabela 01. Sequência de eventos embrionários em embriões de tambatinga.

HPF	HGPF	FASE
0,0	0,00	Fecundação
0,5	15,00	2 blastômeros
1,0	30,00	16 blastômeros
1,5	45,00	64 blastômeros
2,0	60,00	Blástula alta
2,5	74,50	Forma esférica
3,0	89,00	Gástrula 20%
3,5	103,50	Gástrula 40%
4,0	118,00	Gástrula 50%
4,5	132,50	Gástrula 60%
5,0	147,00	Gástrula 80%
5,5	161,50	Gástrula 90/95%
6,0	176,00	Fechamento do blastóporo
6,5	190,50	Eixo embrionário
7,0	205,00	Cabeça e cauda
7,5	219,25	Primórdio óptico e 8 somitos em "I"
8,0	233,50	Primórdio óptico e 8 somitos
8,5	247,75	Vesícula óptica e 10-12 somitos
9,0	262,00	12 somitos
9,5	276,00	Somitos em "V"
10,0	290,00	Liberação do botão caudal
10,5	304,00	Membrana hialina
11,0	318,00	Início de contração muscular
11,5	332	Maioria em movimentação
12,0	346	Todos em movimentação
12,5	360	Batimentos cardíacos e condrocânio
13,0	374	Pré-eclosão
13,5	388	ECLOSÃO (Lh ₀)

(HPF) Horas pós-fecundação; (HGPF) Horas-graus pós-fecundação.

Em embriões com 12,5 hpf foi verificada a ausência de circulação do sangue. Também pôde ser verificada nesse momento, na região cefálica, a diferenciação do condrocrânio e que os embriões apresentaram maior frequência de movimentação.

Com 13,0 hpf e 374,00 hgpf os embriões apresentaram frequência de movimentação, dentro dos ovos, e ritmo de batimento cardíaco ainda mais intenso.

Após a diferenciação desses últimos eventos morfofisiológicos nos embriões de tambatinga, não foram evidenciados novos eventos até o momento de 13,5 hpf e 388,00 hgpf quando ocorreu o início da eclosão com o rompimento do córion pelas larvas e origem das larvas recém eclodidas (Lh₀)

DISCUSSÃO

A densidade de ovos utilizada neste experimento foi a máxima sugerida para peixes redondos em incubadora cilindro-cônica de 200L (KUBITZA, 2004a). Os valores médios de temperatura para a água da incubadora se mantiveram dentro da faixa adequada para peixes da família Myleinae, cujo conforto térmico se encontra entre 27 e 30°C (KUBITZA, 2004b). Os valores de pH também se mostraram adequados (ARIDE et al., 2004). A renovação de água da incubadora se manteve dentro do indicado para ovos de peixes redondos (BOCK e PADOVANI, 2000; KUBITZA, 2004b).

Os aspectos morfológicos observados em ovos recém-fecundados do presente trabalho apresentaram características semelhantes aos de ovos livres das espécies parentais, o tambaqui (ALBURQUERQUE et al., 1994) e a pirapitinga (DIAZ-OLARTE et al., 2010), de peixes da família Myleinae (NAKATANI et al., 2001) e de peixes de piracema (GODINHO, 2007; REYNALTE-TATAJE et al., 2004). Devido ainda a essa semelhança os ovos que continham os embriões de tambatinga também podem ser classificados como grande espaço perivitelínico, assim como em ovos de tambaqui e pacu (NAKATANI et al., 2001). *Piaractus mesopotamicus*, *Colossoma macropomum* e o híbrido tambacu apresentam ovos com um grande espaço perivitelínico que protege o embrião contra injúrias durante a embriogênese, contribuindo para maior sobrevivência em águas correntes (RIBEIRO et al., 1995).

A formação de duas regiões distintas, pólo animal e polo vegetal, observadas nos ovos de tambatinga é comum em peixes teleósteos e é no pólo animal onde ocorrem as divisões celulares e desenvolvimento do embrião (FAUSTINO et al., 2007; NEUMANN, 2008; BOTERO et al., 2004; GANECO, 2003; RIBEIRO et al., 1995).

Botero et al. (2004) observaram em embriões de tambatinga incubados a 27°C o início da clivagem em 0:10h (0,17 hpf) e formação do dois blastômeros. Esses mesmos autores, com observações dos ovos a cada 15 minutos, observaram as sucessivas etapas da clivagem em seus arranjos sobre a vesícula vitelínica. Com 0:30h (0,5 hpf) 4 blastômeros dispostos em 4 X 1; Com 0:45h (0,75 hpf) 8 blastômeros em arranjo 4 X 2; Em 1:00h (1,0 hpf) 16 blastômeros dispostos em 4 X 4; Com 1:30h (1,5 hpf) 32

blastômeros e com 1:35h (1,58 hpf) 64 blastômeros. Esse mesmo padrão de arranjos durante a clivagem foi observado nos embriões de tambatinga do presente trabalho.

O mesmo padrão de clivagem também foi observado em piau gordura, *Leporinus piau* (BORÇATO et al., 2004), piavuçu, *Leporinus mococephalus* (REYNALTE-TATAJE et al., 2001) e em sargo-bicudo, *Diplodus puntazzo*, família Sparidae (KLIMOGIANNI, 2011).

Os valores temporais observados por Botero et al. (2004) para o surgimento de 2 blastômeros ocorreram próximos, mas posteriormente ao observado nos embriões do presente trabalho. Os valores para a quarta divisão e 16 blastômeros dos embriões de tambatinga do presente estudo ocorreram no mesmo instante e para 64 blastômeros foi observado anteriormente ao verificado por Botero et al. (2004). Essa aceleração na velocidade de desenvolvimento provavelmente aconteceu por influência da temperatura, como foi observado em embriões de carpa da Índia (*Labeo rohita*) (DAS et al., 2006).

Durante a clivagem, em embriões de tambatinga, o número de blastômeros aumentou e o tamanho dos blastômeros diminuiu após cada divisão, o que caracteriza o padrão de clivagem do tipo meroblástica (RIBEIRO et al., 1995; GANECO, 2003). Esse padrão de segmentação pólo animal também foi verificado nas espécies parentais, o tambaqui (ALBURQUERQUE et al., 1994) e a pirapitinga (DIAZ-OLARTE et al., 2010). O mesmo padrão foi observado em *Prochilodus lineatus* (CASTELLANI et al., 1994; NINHAUS-SILVEIRA et al., 2006), *Salminus brasiliensis* (NAKAGHI et al., 2006), no híbrido de *Pseudoplatystoma corruscans* X *P. reticulatum* (FAUSTINO et al., 2010); em *P. corruscans*, *Leiarius marmoratus* e os híbridos entre essas duas espécies (OLIVEIRA-ALMEIDA, 2011).

Os ovos de peixes teleósteos caracterizaram-se como telolécitos, devido à presença de pólo animal e pólo vegetativo distintos, sendo também considerados polilécitos, devido a grande quantidade relativa de vitelo existente, e com segmentação do tipo parcial ou meroblástica, ocorrendo somente no pólo animal (RIBEIRO et al., 1995). Essas mesmas características foram evidenciadas em embriões de tambatinga.

A 6ª divisão do blastodisco, com geração de 64 blastômeros, deu início ao período de blástula. Esse mesmo momento foi observado por Botero et al. (2004) e definido como início da fase de mórula. No presente trabalho o período de blástula durou 1,0 hora e se desenvolveu de 1,5 hpf e 45,00 hgpf até 2,5 hpf e 74,50 hgpf. Em embriões de *Brycon orbignyianus* observou-se a diferenciação da camada sincicial ao final do período de blástula (GANECO, 2003). O sincício é um órgão encontrado apenas em embriões de peixes teleósteos (KIMMEL et al., 1995). A camada de células do sincício também é denominada de periplasto e é significativa na quebra do vitelo, viabilizando o alimento para o desenvolvimento do embrião (BALINSKY, 1970)

Durante a fase de blástula, os embriões de tambatinga com 2,0 hpf se assemelharam aos embriões de *Misgurnus anguillicadatus* com 128 blastômeros observados por Fujimoto et al. (2006) e os embriões de tambatinga com 2,5 hpf se assemelharam aos embriões de *M. anguillicadatus* com 512 blastômeros (FUJIMOTO et al., 2006). Com a formação da blástula em embriões três tilápias (*Tilapia zillii*, *Sarotherodon galilaeus* e *Pseudotropheus johanni*) pode ser identificado o epiblasto, formado pelos blastômeros da superfície, o hipoblasto formado pelos blastômeros inferiores e entre essas duas camadas epiteliais organizadas, o cordo-mesoderma (FISHELSON 1995).

A fase de gástrula iniciou entre algum momento entre 2,5 e 3,0 hpf, pois na observação das amostras com 3,0 hpf os embriões já se apresentavam com uma cobertura do manto da blastoderme sobre 20% da vesícula vitelínica. Nas amostras com 4,0 hpf e 118 hgpf foi observado a cobertura da gástrula em 50% da vesícula vitelínica e esse mesmo evento, em embriões de tambatinga incubados a 27°C, foi observado com 5,75 horas pós fecundação (BOTERO et al., 2004).

A antecipação desse evento morfológico nos embriões do presente trabalho provavelmente foi consequência do efeito de temperatura uma vez o valor médio de temperatura para a incubação foi de 28,8°C. Fuiiman et al. (1998) observaram que eventos ontogenéticos aceleram em temperaturas mais altas.

O fechamento do blastóporo em embriões de tambatinga ocorreu com 6,00 hpf e 176,00 hgpf e esses valores conferem com o observado para peixes reofílicos

brasileiros. Peixes reofílicos brasileiros apresentam um desenvolvimento embrionário mais rápido e o fechamento do blastóporo foi observado em embriões de *Brycon orbygnianus* às 6,5 hpf (REYNALTE-TATAJE et al. 2004) e para *Brycon insignis* 5,5 hpf e 161,0 hgpf (SOUZA, 2004). FERREIRA et al. (2006) observaram o fechamento do blastóporo em *Astyanax cf bimaculatus* também com 5,5 hpf.

Em embriões *Pseudoplastystoma corruscans*, *L. marmoratus*; *P. corruscans* (macho) x *L. marmoratus* (fêmea) e *L. marmoratus* (macho) X *P. corruscans* (fêmea) com 6,0 hpf se encontravam com 90% de epibolia, possuindo apenas uma pequena porção do vitelo exposta, o blastóporo (OLIVEIRA-ALMEIDA, 2011). Em embriões de jtuarana, *Brycon amazonicus*, incubados a 28,8°C também foi observada a formação do blastóporo em 6,0 hpf (NEUMANN, 2008). Esse mesmo evento morfológico em embriões de tambatinga ocorreu com 5,5 hpf.

Com o fechamento do blastóporo encerrou-se a fase de gástrula nos embriões de tambatinga. Ao final da gástrula o folheto embrionário epiblasto irá se diferenciar posteriormente na ectoderme e o hipoblasto irá se subdividir em mesoderme e endoderme (KIMMEL et al., 1995; SHARDO, 1995).

A organogênese, neste trabalho, teve início após o final do período de gástrula e foi observado até o momento da pré-eclosão, de 6,0 à 12,5 hpf. Durante a organogênese, os tecidos e os órgãos se diferenciaram similarmente ao observado nos demais peixes neotropicais (REYNALTE-TATAJE et al., 2004; GANECO, 2003; SATO et al., 2003).

Após a diferenciação do eixo embrionário nos embriões de tambatinga ocorreu um intumescimento da região cefálica. O mesmo foi evidenciado em embriões de *B. orbignyanus*, e nesse momento foi verificada a formação do rombocéfalo, mesencéfalo e prócéfalo (GANECO, 2003).

Os embriões de tambatinga apresentaram movimentação da região caudal após a liberação do botão caudal, os somitos passaram de forma de “I” para “v” e foram superiores a 12 nesse momento. Essas mesmas características anteciparam o início da movimentação de embriões de *Melanotaenia fluviatilis* (REID e HOLDWAY, 1995).

Os batimentos cardíacos e o condrocâncio foram os últimos eventos morfofisiológicos evidenciados em embriões de tambatinga antes da eclosão. Segundo KAMLER (2007) após o início dos batimentos cardíacos o consumo de oxigênio é auxiliado pela circulação sanguínea.

A fase entre o último evento morfológico e a eclosão dos embriões de tambatinga foi determinada como pré-eclosão, sendo caracterizada por aumentos da frequência de batimentos cardíacos e dos movimentos do embrião. Esse fato foi observado em embriões de melanotênia-maçã, *Glossoleps incisus*. (FERREIRA et al., 2009). Em larvas de *Pseudoplastystoma corruscas* a pré-eclosão ocorreu em 12,0 hpf, em *Leiarius marmoratus* em 13,0 hpf e no híbrido (*Pseudoplastystoma corruscas* x *Leiarius marmoratus*) em 12,0 hpf (OLIVEIRA-ALMEIDA, 2011). O mesmo autor verificou nos embriões dessas espécies que a pré-eclosão foi caracterizada por alongamento do corpo, por implementos de somitos, e movimentos vigorosos de natação.

O início da eclosão das larvas de tambatinga ocorreu com 13,5 hpf, momentos semelhantes ao observados para as espécies parentais. Larvas de tambaqui, à 28°C, apresentaram início de eclosão em 13,0 hpf (ALBUQUERQUE et al., 1994, LOPES et al., 1995) e larvas de pirapitinga, à 27°C, iniciaram a eclosão em 12,0 horas pós-eclosão (DÍAZ-OLARTE, 2010). Esse período para a eclosão de larvas é considerado rápido (ALBUQUERQUE et al., 1994).

No momento da eclosão a grande movimentação dos embriões de tambatinga, no interior dos ovos, auxiliou na ruptura do córion. O mesmo fato foi observado por Zhang et al. (2009) para teleósteos. O córion é uma membrana protéica de características moleculares semelhantes entre os peixes teleósteos (BALDACCI et al., 2001). Zhang et al. (2009) relataram que antes da eclosão, glândulas secretam enzimas proteolíticas, denominadas corionases, que decompõem a camada interna do córion facilitando a ruptura do córion. A eclosão de muitos peixes ósseos é auxiliada pela secreção de glândulas de eclosão e movimentação dos embriões (RECHULICZ, 2001).

O período embrionário de tambatinga durou 13,5 hpf. O período embrionário de tambatinga incubada a 27°C durou 19 hpf (BOTERO et al., 2004). Essa diferença entre os dois períodos embrionários para o mesmo animal pode reforçar a teoria que tenha

ocorrido, principalmente devido ao efeito de temperatura que acelerou o período embrionário dos ovos no presente trabalho. Em *Leporinus elongatus*, SATO et al. (2000), estudando o efeito da temperatura na embriogênese, verificaram que o tempo necessário para a eclosão das larvas foi gradativamente menor com o aumento da temperatura da água.

O período embrionário da tambatinga pode ser considerado como curto, que é uma característica comum entre peixes neotropicais migradores (REYNALTE-TATAJE et al., 2004), como é comportamento natural da espécies progenitoras da tambatinga (COSTA et al., 2001; ARAÚJO-LIMA e GOULDING, 1997).

Para *Piaractus mesopotamicus* e *Colossoma macropomum* a incubação dos ovos a temperaturas entre 28 - 30°C promovem a eclosão das larvas com 13 hpf (LOPES et al., 1995). A incubação de ovos de peixes myleineídeos em temperaturas entre 28 e 29°C promovem eclosão entre 13 e 16 hpf (KUBITZA, 2004a). O mesmo autor relata que incubação dos ovos de peixes redondos em temperaturas acima de 32°C resulta em alta mortalidade dos embriões e grande incidência de anormalidades ao nascimento (KUBITZA, 2004a).

As larvas recém-eclodidas de tambatinga no presente trabalho apresentaram-se transparentes, com primórdio óptico e membrana hialina como também foi observado por Correia et al. (2010). As larvas de peixes nutrem de vitelo e seus sistemas sensorial, circulatório, muscular e digestório estão incompletos (KENDALL et al., 1984; NAKATANI et al., 2001). Foi também observada a ausência de boca, ânus, melanóforos e nadadeira peitoral e podem ser classificadas como altriciais (BALON, 1981; SIPAUBA-TAVARES e ROCHA, 2003). Larvas recém eclodidas de tambatinga apresentaram uma natação com intensos movimentos verticais desorientados, semelhante ao relatado por Romagoza et al. (2001).

Não foi evidenciado melanóforos nas larvas recém eclodidas de tambatinga e o sangue não estava pigmentado o que é uma característica comum a larvas de peixes. A maioria das larvas de Teleostei apresenta-se completamente despigmentada e o seu sangue circulante é desprovido de hemoglobina, o que dá um aspecto transparente às

larvas recém eclodidas, característica importante para o animal nesta fase, que é a mais vulnerável a predadores (BONE et al., 1995).

Os eventos morfo-fisiológicos visualizados ao longo do desenvolvimento embrionário de tambatinga foram semelhantes ao observados em embriões de tambaqui, pacu e o híbrido tambacu (ALBUQUERQUE et al., 1994; RIBEIRO et al., 1995; LOPES et., 1995) e a pirapitinga (DÍAZ-OLARTE et al., 2010). A mesma sequência de eventos também é comumente observada em várias outras espécies de peixes teleósteos de água doce (FAUSTINO et al., 2010; NEUMANN 2008; MARQUES et al., 2008; REYNALTE-TATAJE et al., 2004; OLIVEIRA et al., 2004; FUJIMOTO et al., 2004; GANECO, 2003; ROMAGOSA et al., 2001; NAKATANI et al., 2001). A caracterização do desenvolvimento embrionário de tambatinga permitiu observar a ocorrência de cinco fases embrionárias, como nos demais peixes neotropicais brasileiros (NAKATANI et al., 2001) possibilitando classificar o seu desenvolvimento em clivagem, blástula, segmentação, organogênese e eclosão.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALBUQUERQUE, M.O.; BEZERRA e SILVA, J.W.; KÓVACS, G. Sobre o desenvolvimento do ovo e embrião do tambaqui, *Colossoma macropomum* Cuvier, 1818. **Boletim Técnico DNOCS**, v.47/52, n.1/2, 79-100, 1994.
- ARAUJO-LIMA C.A.R.M.; GOULDING M. So Fruitful Fish: Ecology, Conservation, and Aquaculture of the Amazon's Tambaqui. Columbia University Press, New York, NY, USA, 157pp, 1997.
- ARAUJO-LIMA, C.A.R.M.; GOMES, E. L. C. Tambaqui. In: **Espécies nativas para piscicultura no Brasil**. UFSM. Santa Maria, 2005, p.179.
- ARIDE, P.H.R.; ROUBACH, R.E; VAL, A.L. Water pH in central Amazon and its importance for tambaqui (*Colossoma macropomum*) culture. **World Aquaculture**, v.35, p. 24-27, 2004.
- BALDACCI, A; TADDEI, A.R.; MAZZINI, M. FAUSTO A.M.; BUONOCORE, F.; SEAPIGLIATI, G. Ultrastructure and proteins of the egg chorion of the antarctic fish *Chinodraco hamatus* (Teleostei, Notothenioidei). **Polar Biol.**, v.24, p.417-421, 2001.
- BALINSKY, B.I. **An introduction to embryology**. 1970. Philadelphia: Saunders Company.
- BALON, E.K. Saltatory process and altricial to precocial forms in the ontogeny of fishes. **American Zoologist**, v.21, 573-596, 1981.
- BOCK, C.L.; PADOVANI, C.R. Considerações sobre a reprodução artificial e alevinagem de pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) em viveiros. **Acta Scientiarum**, Maringá, v.22, n.2, p.495-501, 2000.
- BONE, Q.; MARSHALL, N.B.; BLAXTER, J.H.S. **Biology of Fishes**. 2nd ed. Blackie Academic & Professional, London, UK, 1995. 332p.
- BOTERO, M.; FRESNEDA, A.; MONTOYA, A. F; ÁNGEL, M.O. Descripción del desarrollo embrionario de zigotos híbridos obtenidos por el cruce de machos de Cachama Blanca (*Piaractus brachypomus*) y hembras de Cachama Negra (*Colossoma macropomum*). **Revista Colombiana de Ciencias Pecuárias**, Medellín, v.17, p.38-45, 2004.
- CASTELLANI, L.R.; FARIA, R.H.S.; SANTOS, H.S.L.; SANTOS, M.L.S. Desenvolvimento embrionário do curimatá, *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) (Cypriniformes, Prochilodontidae). **Revista Brasileira de Ciências Morfológicas**, São Paulo, v.11, n.2, p. 99-105, 1994.

COSTA, L.R.F.; BARTHEM R.B.; BITTENCOURT, M.M. A pesca do tambaqui, *Colossoma macropomum*, com enfoque na área do médio Solimões, Amazonas, Brasil. **Acta amazonica**, Manaus, v.31, n.3, p.449-468, 2001.

CORREIA, M.A.; MACIEL, C.M.R.R.; NASCIMENTO, L.S.; MACIEL JÚNIOR, A. Ontogenia da pigmentação das larvas de três espécies de Characiformes, criadas em incubatório. **Enciclopédia Biofera**, Centro Científico Conhecer-Goiânia, v.6, n.11, p.1-14, 2010.

DAS, T.; PAL, A.K., CHAKRABORTY, S.K.; MANUSH, S.M.; DALVI, R.S.; SARMA, K.; MUKHERJEE, S.C. Thermal dependence of embryonic development and hatching rate in *Labeo rohita* (Hamilton, 1822), **Aquaculture**, Amsterdam, v.255, p.536-541, 2006.

DIAZ-OLARTE, J.; MARCIALES-CARO, L.J.; VÁSQUEZ, F.C.; CRUZ-CASALLA, P.E. Comparación del desarrollo embrionario de *Piaractus brachypomus* (Serrasalmidae) y *Pseudoplatystoma sp.* (Pimelodidae). **Intenational Journal of Morphology**, Temuco, v.28, n.4, p.1193-1204, 2010.

FAUSTINO, F., NAKAGHI, L.S.O., MARQUES, C., MAKINO, L.C. and SENHORINI, J.A. Fertilização e desenvolvimento embrionário: morfometria e análise estereomicroscópica dos ovos dos híbridos de surubins (pintado, *Pseudoplatystoma corruscans* x cachara, *Pseudoplatystoma fasciatum*). **Acta Scientiarum**, Maringá, v.19, p.49-55, 2007.

FAUSTINO, F.; NAKAGHI, L.S.O.; MARQUES, C.; GANECO, L.N.; MAKINO, L.C. Structural and ultrastructural characterization of the embryonic development of *Pseudoplatystoma* spp. Hybrids. **International Journal of Development Biology**, Bilbao, v.54, p.723-730, 2010.

FERREIRA, A.V.; VIDAL JR., M.V.; ANDRADE, D.R.; YASUI, 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**, Goiânia, v.10, n.3, p.721-729, 2009.

FERREIRA, A.V.; VIDAL Jr, M.V.; ANDRADE D.R.; SOUZA, G.; MENDONÇA, P. P.; YASUI, G. S. **Eventos morfo-fisiológicos da ontogenia em ovos de lambari-do-rabo-amarelo *Astyanax aff. A. bimaculatus*, Linnaeus,1758**. II Aquaciência, Bento Gonçalves-RS. 2006.

FISHELSON, L. Ontogenesis of cytological structures around the yolk sac during embryologic and early larval development of some cichlid fishes. **Journal of Fish Biology**, Londres, v.47, p.479-491.

FUIMAN, L.A.; POLING, K.R.; HIGGS, D.M. Quantifying developmental progress for comparative studies of larval fishes. **Copeia**, Arizona, v.3, p.602-611. 1998.

FUJIMOTO, T.; KATAOKA, T.; SAKAKO, S.; SAITO, T.; YAMAHA, E.; ARAI, K. Developmental stages and germ cell lineage of the loach (*Misgurnus anguillicaudatus*). **Zoological Society of Japan**, v.23, p.977-989, 2006.

GANECO, L. N. **Análise dos ovos de piracanjuba, *Brycon orbignyanus* (Valenciennes, 1849), durante o desenvolvimento embrionário, sob condições de reprodução induzida.** 2003. 66 p. Dissertação Mestrado. Centro de Aquicultura, Universidade Estadual Paulista-UNESP: Jaboticabal, 2003.

GODINHO, H. P. Estratégias reprodutivas de peixes aplicadas à aquicultura: bases para o desenvolvimento de tecnologias de produção. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v.31, n.3, p.351-360, 2007.

LOPES, R. N. M.; SENHORINI, J. A.; SOARES, M. C. F. Desenvolvimento embrionário e larval do matrinxã *Brycon cephalus* Gunther, 1869, (Pisces, Characidae). **Bol. Tec. CEPTA**, Pirassununga, v.8, p.25-39. 1995.

KAMLER, E. Resource allocation in yolk-feeding fish. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, v.18, p.143-200, 2007.

KAMLER, E. Ontogeny of yolk-feeding fish: an ecological perspective. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, v.12, p.79-103, 2002.

KENDALL, A. W. Jr., AHLSTROM, E. H.; MOSER, H. G. Early life history stages of fishes and their characters. **Special Publication of American Society of Ichthyology and Herpetology**, v.1, p.11-22, 1984.

KIMMEL, C. B.; BALLARD, W. W.; KIMMEL, S. R.; ULLMANN, B. Stages of embryonic development of zebra fish. **Developmental Dynamics**, v.203, p.253-310, 1995.

KLIMOGIANNI, A.; PYRENS, K. G.; ZOULIOTI, A.; TRAKOS, G. Ontogeny of embryonic and yolk-sac stage of the sparid sharpnose sea bream (*Diplodus puntazzo* Cetti, 1777). **Journal of fisheries and Aquatic Sciences**, New York, v.6, n.1, p.62-73, 2011.

KUBITZA, F. Coletânea de informações aplicadas sobre o cultivo do Tambaqui, do Pacu e de outros peixes redondos. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v.14, n.82, 2004a.

KUBITZA, F. Coletânea de informações aplicadas sobre o cultivo do Tambaqui, do Pacu e de outros peixes redondos (parte 2). **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v.14, n.83, 2004b.

MARQUES, C.; NAKAGHI, L. S. O.; FAUSTINO, F.; GANECO, L. N.; SENHORINI, J. A. Observation of the embryonic development in *Pseudoplatystoma coruscans*

(Siluriformes: Pimelodidae) under light and scanning electron microscopy. **Zygote**, Cambridge, v.16, p.333-342, 2008.

NAKAGHI, L.S.O.; MARQUES, C.; FAUSTINO, F.; MAKINO, L. C.; SENHORINI, J. A. Desenvolvimento embrionário do dourado (*Salminus brasiliensis*) por meio de microscopia eletrônica de varredura. **Boletim Técnico do CEPTA**, Pirassununga, v.19, p.9-19, 2006.

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**. 2001. EDUEM. 378 pp.

NEUMANN, E. **Desenvolvimento inicial de jutuarana *Brycon amazonicus* (TELEOSTEI, CHARACIDAE)**. Tese de Doutorado. 108 p. Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2008.

NINHAUS-SILVEIRA, A.; FORESTI, F.; AZEVEDO, A. Structural and ultrastructural analysis of embryonic development of *Prochilodus lineatus* (Valenciennes, 1836) (Characiforme, Prochilodontidae). **Zygote**, Cambridge, v.14, p. 217-229, 2006.

OLIVEIRA, A.M.B.M.S.; CONTE, L.; CYRINO, J.E.P. Produção de Characiformes autóctones. In: CYRINO, J.E.P; URBINATI, E.C.; FRACALLOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Eds.) **Tópico especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo, TacArt, 2004. 217-224.

OLIVEIRA-ALMEIDA, I.R. **Análise do desenvolvimento embrionário de espécimes provenientes dos cruzamentos interespecíficos entre *Pseudoplatystoma corruscans* e *Leiarius marmoratus***. Dissertação de Mestrado. Instituto de Biociências da Universidade Estadual Paulista, Botucatu, 2011.

RECHULICZ, J. Incubation temperature effects on the development of hatching gland cells in ide, *Leuciscus idus*. **Fisheries**, v.4, n.2, 2001.

REYNALTE-TATAJE, D.R., ZANIBONI-FILHO, E., ESQUIVEL, J.R. Embryonic and larvae development of piraicanjuba, *Brycon orbignyanus* Valenciennes, 1849 (Pisces, Characidae). **Acta Scientiarum**, Maringá, v.26, n.1, p.67-71, 2004.

REYNALTE-TATAJE, D.; ZANIBONI-FILHO, E.; MUELBERT, B. Stages of the embryonic development of the piavuçu *Leporinus macrocephalus* (Garavello & Britski, 1988). **Acta Scientiarum**, Maringá, v.23, n.4, p.823-827, 2001.

REID, H.P., HOLDWAY, D.A. (1995) Early development of the Australian crimson-spotted rainbowfish, *Melanotaenia fluviatilis* (Pisces: Melanotaeniidae). **Marine and Freshwater Research**, Melbourne, v. 46, p.475-480.

SATO, Y. **Reprodução de peixes da bacia do rio São Francisco: indução e caracterização de padrões**. 179p. Tese de Doutorado. Ecologia e Recursos Naturais, Universidade Federal de São Carlos, 1999.

SIPAÚBA-TAVARES L; ROCHA, O. **Produção de plâncton (Fitoplâncton e Zooplâncton) para alimentação de organismos aquáticos**. São Carlos: RIMA, 2003. 106p.

SOUZA, G. **Reprodução Induzida, ontogenia inicial, etologia larval e alevinagem da piabanha (*Brycon insignis*, STEIDACHNER, 1877)**. 95p. Dissertação de Mestrado. Produção Animal, Centro de Ciência Agropecuárias e Tecnológicas, Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro. Campos dos Goytacazes, RJ. 2004.

SHARDO, J.D. Comparative embryology of teleostean fishes. I. Development and staging of the American Shad, *Alosa sapidissima* (Wilson, 1811) **Journal of Morphology**, v.225, p.125-167, 1995.

ZHANG, S.; BHATTACHARYA, H.; LI, H. Embryogenesis and Development. In: JAMIESON, B.G.M. (Ed.) **Reproductive biology and phylogeny of fishes (Agnathans and bony fishes)**. Enfield, NH, USA. v.8, p.485-511, 2009.

WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes tropicais: Manual de extensão**. Brasília, DF: Ministério da Agricultura, FAO, CODEVASF, CNPq, 225p. 1989.

ONTOGENIA DE LARVAS DO HÍBRIDO TAMBATINGA (*Colossoma macropomum*, FÊMEA X *Piaractus brachypomus*, MACHO).

RESUMO

O trabalho descreve o desenvolvimento larval do híbrido tambatinga (tambaqui, *Colossoma macropomum*, fêmea X pirapitinga, *Piaractus brachypomus*, macho). As larvas eclodiram em uma incubadora, cilindro-cônica de fluxo ascendente, e volume de 200L, onde ficaram durante três dias. Após esse período as larvas foram transferidas para um tanque escavado. Com a eclosão, amostras de 30 larvas foram coletadas a cada 8,0 horas, sempre as 6:00; 14:00 e 22:00h durante 30 dias. Em cada coleta as larvas foram fixadas em solução formol 4% tamponado e após 48,0h transferidas para solução de álcool 70%. As amostras foram levadas ao microscópio óptico, onde foram observadas, caracterizadas quanto à presença e nível de evolução de estruturas, identificadas as fases de desenvolvimento. Com o auxílio de uma ocular micrométrica e papel milimetrado foi possível realizar as seguintes medidas morfométricas: comprimento padrão (CP); comprimento total (CT); altura do corpo (AC); comprimento da cabeça (CCa); altura da cabeça (ACA) e diâmetro do olho (DO). O peso (P) das amostras foi obtido com o auxílio de uma balança. As medidas e os pesos das seguidas idades forneceram o comportamento das variáveis morfométricas ao longo do crescimento das larvas e as relações alométricas entre elas. Pôde-se observar que larvas de tambatinga apresentaram um crescimento rápido linear descrito pela equação $\hat{y} = 0,0279x + 4,5835$ e que as larvas apresentaram decréscimos na relação AC/CP até a hora 100 pós-eclosão, demonstrando que primeiro crescem em comprimento e após esse momento passam a crescer também em altura para assumir o formato circular, comum às espécies progenitoras, a partir de 256 h. Ao final do experimento não foi verificada a presença das escamas, mas as larvas encontraram em avançado nível de metamorfose e momentos próximos ao período juvenil.

Palavras-chaves: ontogenia, larva, tambatinga, híbrido, piscicultura.

EARLY ONTOGENY ON LARVAE OF THE HYBRID TAMBATINGA (*Colossoma macropomum*, FEMALE X *Piaractus brachypomus*, MALE).

ABSTRACT

The paper describes the larval ontogenetic development of the hybrid tambatinga (tambaqui, *Colossoma macropomum*, female X pirapitinga, *Piaractus brachypomus*, male). Larvae hatched in an upward flow cylinder-conical incubator of 200L, where were stocked for three days. After this period the larvae were transferred to a manure-pond. At hatching, 30 larvae were samples each 8.0 hours (h), always at 6:00, 14:00 and 22:00 h for 30 days. In each collection the larvae were fixed in 4% buffered formalin solution and after 48.0 h transferred to 70% alcohol solution. Samples were taken under an optical microscope equipped with a ocular micrometer, where they were observed, characterized the presence of structures and level of development. In each observation were identified the development stages and then the samples with older ages were observed and characterized in petri dishes with graph paper, using a stereoscopic microscope. With the ocular micrometer and the graph paper in a petri dish was possible to measure the following morphometric parameters: standard length (SL), total length (TL), body height (BH), head length (HL), head height (HH) and eye diameter (YD). The weight (W) of the samples was obtained with a scale. Measures and weights in followed ages provided the behavior of the morphometric parameters over the larval growth and the allometric relationships between them. It might be noted that tambatinga larvae grew faster described by the linear equation $\hat{y} = 0,0279x + 4,5835$, and that the relationship had decremented BH/SL up to 100 hours post-hatching and increase strongly until 256 h demonstrating that larvae first grew in length and after began to grow mainly in height until assume the circular shape, that is a common feature to the parent species. At the end of the experiment was not verified the presence of scales, but the larvae showed advanced levels of metamorphosis are near the juvenile period.

Key-words: ontogeny, larvae, tambatinga, hybrid, aquaculture.

INTRODUÇÃO

O período larval em peixes é considerado como um período transicional em que a ontogenia e o crescimento induzem, de maneira substancial, à alterações em estruturas, fisiologia, tamanho e forma do corpo (KAMLER, 2007; HACHERO-CRUZADO, 2009). Ao nascerem, as larvas não possuem órgãos e sistemas desenvolvidos e são mais susceptíveis à variação dos fatores endógenos e exógenos dos quais dependem (GISBERT et al. 2000). Entre esses fatores destacam-se a quantidade e qualidade do alimento embrionário, grau de desenvolvimento pós-eclosão, temperatura, pH, predadores e patógenos, entre outros (KAMLER, 2002).

O grau de diferenciação das larvas ao nascerem depende muito da espécie (ARAUJO-LIMA, 1994; NAKATANI et al., 2001). A maioria das larvas Teleostei não está completamente formada no momento da eclosão, apresentando mandíbulas não formadas, olhos não pigmentados, saco vitelino e a nadadeira primordial estendendo-se por todo o corpo (BALON, 1981). Nesse período as larvas apresentam poucos melanóforos e são transparentes (NAKATANI et al. 2001; FAUSTINO et al., 2007).

O estágio larval pode durar de alguns dias a meses, dependendo da temperatura e da espécie (NAKATANI et al., 2001; OLIVEIRA et al., 2004). Durante esse período a larva duplica o seu comprimento e também aumenta seu peso em até 100 vezes (BLAXTER, 1988). Ocorre a diferenciação progressiva dos caracteres adultos, tais como raios das nadadeiras e ossificação do esqueleto (NAKATANI et al., 2001; OLIVEIRA et al., 2004). O sangue torna-se pigmentado, as escamas e os pigmentos aparecem na superfície do corpo, os raios das nadadeiras são completados, e a forma do corpo torna-se igual à do adulto (KENDALL et al., 1984; BLAXTER, 1988).

A ontogenia caracteriza-se por uma série de importantes mudanças em estrutura e função, reflexo da evolução morfológica e fisiológica, inclusive de hábitos e comportamentos, pelos quais passam os embriões, larvas e juvenis durante o seu desenvolvimento (KAMLER, 2002). Vários estudos em peixes foram realizados caracterizando os diversos fenômenos ao longo do desenvolvimento larval e dentre eles os de ontogenia (CLAVIJO-AYALA, 2008; NEUMANN 2008; MACIEL, 2006; ANJOS e

ANJOS, 2006; REYNALTE-TATAJE et al., 2004; SATO et al., 2003; SOUZA e SEVERI, 2002; NAKATANI et al., 2001; SANCHES et al., 2001; FISHELSON, 1995).

O conhecimento dos aspectos morfo-fisiológicos durante o desenvolvimento larval pode permitir adequar o manejo quando houver influências das variações físicas, químicas ou biológicas que afetam o desenvolvimento larval. Isso permite, por exemplo, reconhecer quando, e se, a larva produzida encontra-se em seu desenvolvimento normal (GISBERT et al., 2000). Permite também identificar possíveis alterações e má-formações que irão promover baixa sobrevivência ou mesmo inviabilizar a produção, bem como conhecer os limites das larvas para situações fora de seu conforto e assim adequar o manejo nesse período, sem prejuízo da produção (KAMLER, 2002; MORRISON et al., 2001; MEIJIDE e GUERREIRO, 2000).

A tambatinga é um híbrido produzido pelo cruzamento entre a fêmea do tambaqui (*Colossoma macropomum*) e o macho da pirapitinga (*Piaractus brachypomus*) e tem um grande potencial produtivo (SILVA et al., 1986; KUBITZA, 2004). A tambatinga possui rastros branquiais mais desenvolvidos que os da pirapitinga, possibilitando maior eficiência no processo de utilização do fitozooplâncton presente na água de cultivo (KUBITZA, 2004). É um híbrido que pode alcançar peso comercial em curto período de produção, e utiliza baixos níveis de proteína bruta na dieta completar, o que representa uma economia no custo de ração (KUBITZA, 2004).

A larvicultura da tambatinga vem sendo amplamente realizada no Brasil (GODINHO, 2007), mas é um processo baseado em protocolos gerais para peixes redondos, não levando em conta demandas particulares dos embriões (KUBITZA, 2004). É um animal ainda pouco estudado e não existem trabalhos sobre a ontogenia das larvas deste híbrido durante o seu desenvolvimento inicial. Sendo assim o trabalho teve por objetivo descrever o desenvolvimento embrionário do híbrido tambatinga.

MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido nas dependências do laboratório do Instituto/ONG Projeto Piabanha, localizado no Município de Itaocara, Região Norte do Estado do Rio de Janeiro, latitude 21° 41' 15" S e longitude 42° 03' 45" W.

Os ovos de tambatinga foram obtidos através de reprodução induzida entre um macho de pirapitinga (*Piaractus brachypomus*) e uma fêmea de tambaqui (*Colossoma macropomum*), do plantel de reprodutores do Projeto Piabanha, através do método de indução com extrato bruto de hipófise de carpa (WOYNAROVICH e HORVÁTH, 1989).

A mistura dos gametas ocorreu a seco em bacias plásticas, com o auxílio de uma colher plástica. Após a mistura aguardou-se o período de um minuto para a hidratação dos ovos. Os ovos hidratados foram transferidos, nas mesmas bacias plásticas, para uma incubadora cilíndrica de fluxo ascendente e capacidade de 200L, onde foi mantido fluxo de 10 L.min⁻¹. A densidade na incubadora foi calculada, por amostragem das larvas em recipiente transparente de vidro de 200 mL, e posteriormente extrapolada para 200L, sendo calculada a densidade de 2.000 larvas.L⁻¹.

A eclosão ocorreu às 6:00h e esse momento foi determinado como a hora zero do experimento. A partir desse momento as larvas (n=30) foram coletadas na incubadora, com auxílio de pipetas, a cada 8,00 horas, sempre às 6:00; 14:00 e 22:00h, até 80,00 horas pós eclosão (hpe).

Com 80,00 hpe as larvas foram transferidas para um tanque escavado de 2.100,00m², previamente adubado, e as coletas passaram a ser realizadas no tanque. As coletas no tanque foram realizadas a cada 8,00 horas, de acordo com a descrição para a coleta na incubadora, até o 30º dia experimental. A partir do 21º dia experimental as coletas passaram a ser realizadas uma vez ao dia, sempre às 14:00h, durante os demais dias experimentais até o 30º dia. As coletas do tanque foram realizadas com o auxílio de uma rede com malha 500,00 micra até o 10º dia de coleta e após esse dia, utilizou-se rede com malha de 2,00mm.

Após cada coleta as larvas foram eutanaziadas em solução de formol 0,40% e posteriormente transferidas para frascos contendo solução formol 4% tamponado. Após

o período de 48,00h, a solução formol foi substituída por solução de álcool 70%, para conservação.

Para a descrição do período larval, amostras de 30 larvas, de cada horário de coleta, foram observadas e caracterizadas em microscópio óptico JENAMED2, com câmera SONY P200 acoplada, em aumentos de 2,5X e 10X. Após o 10^o dia a larvas foram observadas e caracterizadas em microscópio estereoscópico. Em cada observação as larvas foram caracterizadas quanto à presença de estruturas morfológicas. Também foi observado o nível de desenvolvimento das estruturas. Durante as observações foram determinadas também as classificações quanto ao estágio larval em que se encontravam.

Os estádios larvais, ao longo das observações do desenvolvimento, foram identificados sempre quando mais de 50% das larvas encontrou-se no mesmo momento de desenvolvimento apresentando os mesmos aspectos morfofisiológicos.

Com as amostras de 30 larvas, de cada horário de coleta, foram realizadas as seguintes medidas: Comprimento Padrão (CP); Comprimento Total (CT); Altura do Corpo (AC); Comprimento da cabeça (CCa); Altura da Cabeça (ACa); Diâmetro do olho (DO). Com as amostras também foram obtidos os valores do Peso (P). Com as medidas tomadas e com o peso foi possível realizar a regressão da relação entre as variáveis (Y) e HPE (X) e descrever o comportamento das variáveis ao longo do desenvolvimento.

Com os quocientes obtidos entre as variáveis também foi possível obter os índices alométricos de CP/CT; AC/CP; CCa/CP; AC/CP; DO/CCa e ACa/CCa. As regressões entre dos valores dos índices (Y) e HPE (X) forneceram as curvas que descreveram o comportamento alométrico entre as variáveis analisadas ao longo do tempo. Incrementos nos valores da relação ao longo do tempo indicaram alometria positiva, ou seja, a variável na posição de numerador cresce mais do que a variável na posição de denominador. Decréscimos nos valores da relação ao longo do tempo indicaram alometria negativa, ou seja, a variável na posição de numerador cresce menos do que a variável na posição de denominador. Valores constantes da relação indicaram isometria, ou seja, ambas as variáveis crescem proporcionalmente.

A análise de regressão da relação entre P e CT forneceu a equação potencial com a qual foi possível obter o coeficiente angular b, dado por $y=ax^b$, onde $y = P$, variável dependente, e $x = CT$, variável independente (LE GREEN, 1951). Com o valor de b foi obtido o fator de condição relativo (K_A) de cada amostra, dado por $K_A = P/CT^b$.

As medidas foram realizadas com ocular micrométrica acoplada ao microscópio óptico e posteriormente em uma placa de petri e com papel milimetrado, em microscópio estereoscópio. O peso foi obtido com o auxílio de balança analítica de 0,0001g, através do peso médio do total de cada amostra. Para esse experimento foram observados 30 animais por amostra em 90 amostras, totalizando 2700 larvas.

Os valores de temperatura da água da incubadora foram monitorados durante todo o período de incubação, sempre a cada hora com, o auxílio de um termômetro de coluna de mercúrio. Após a transferência das larvas para o tanque escavado, a temperatura passou a ser verificada três vezes ao dia, sempre junto com cada coleta as 6:00; 14:00 e 22:00h.

Os valores de pH da água de incubação foram mensurados com o auxílio de pontenciômetro digital para pH modelo pHTEC, de bancada. Os valores foram mensurados sempre a cada hora junto com a temperatura.

Para os valores de oxigênio dissolvido (OD) na água assumiram-se valores relativos adequados uma vez que o sistema de incubação foi dotado de um sistema aberto com fluxo constante de água de $10L.s^{-1}$ e no tanque escavado foi mantida a entrada de água, com fluxo diário de 5% do volume total do tanque.

As idades das larvas foram definidas como larva recém-eclodida, 0 hora (Lh_0); larva com 8 horas pós-eclosão (Lh_8); larva com 16 horas pós-eclosão (Lh_{16}) e assim sucessivamente até larvas com 720 horas pós-eclosão (Lh_{720}). As definições descritas para larvas, utilizadas nesse trabalho, seguiram as terminologias propostas segundo Kendall et al. (1984).

Os dados de desempenho obtidos ao final do experimento, com as variáveis analisadas e das relações entre elas, foram submetidos à análise de variância a 5% de significância e análise de regressão, através do programa estatístico SAEG (UFV, 2000).

RESULTADOS

Os valores para os parâmetros físico-químicos da água durante o período experimental, foram mensurados primeiramente na incubadora onde foram observados os valores médios $28,53 \pm 0,93^{\circ}\text{C}$ para a temperatura e $6,58 \pm 0,27$ para o pH. Posteriormente foi feita a mensuração da água do tanque escavado onde verificou-se os valores médios de $31,58 \pm 1,53^{\circ}\text{C}$ para a temperatura e $7,60 \pm 0,86$ para o pH.

As larvas recém-eclodidas (Lh_0) de tambatinga se apresentaram transparentes e com a cabeça curvada sobre a vesícula vitelínica, também apresentaram primórdio óptico, vesícula ótica, condrocânio, batimentos cardíacos e nadadeira embrionária hialina (figura 01). Em Lh_0 também foi verificada a ausência de boca, ânus, nadadeiras peitorais e circulação sanguínea. Na nadadeira embrionária puderam ser visualizadas seguidas estruturas filiformes, em posição diagonal, que se originavam do corpo das larvas e atravessavam toda a altura da membrana até a borda da membrana

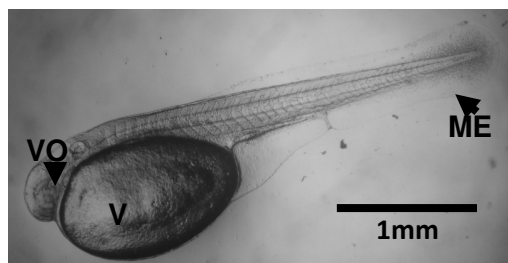


Figura 01. Micrografia de larva recém-eclodida (Lh_0) de tambatinga. (ME) Membrana embrionária; (VO) Vesícula ótica; (V) Vesícula vitelínica. Aumento de 2,5X.

As larvas de tambatinga apresentaram movimentação intensa de natação, na direção vertical e sentido para a superfície, através de curtos deslocamentos, rápidos e desordenados, seguida de repouso e afundamento na coluna d'água. As Lh_0 de tambatinga apresentaram $3,21 \pm 0,09\text{mm}$ de CP; $3,30 \pm 0,09\text{mm}$ de CT; $1,01 \pm 0,06\text{mm}$ de AC; $0,21 \pm 0,01\text{mm}$ de DO e $1,03\text{mg}$ de P. A cabeça nesse momento apresentou-se curva e aderida à vesícula dificultando sua mensuração.

Em Lh_{16} ocorreu a liberação da cabeça da vesícula vitelínica e, com isso, foi possível verificar que as larvas apresentaram $0,397 \pm 0,025\text{mm}$ de ACa. Também foi verificada a diferenciação da vesícula ótica (retina e cristalino).

Em Lh₃₂ foi possível verificar a diferenciação da boca e arcos branquiais. Na região cardíaca das Lh₃₂ observou-se uma movimentação antagônica de contrações, sístole e diástole, permitindo evidenciar a diferenciação de duas câmaras no coração, o átrio e o ventrículo. Foi possível também verificar em Lh₃₂ a presença de nadadeira peitoral. As larvas dessa amostra apresentaram 36 somitos.

Nas amostras de Lh₄₈ foi possível observar o início ainda discreto da pigmentação da vesícula óptica iniciando pela retina. A pigmentação se mostrou mais evidente em Lh₅₆ e mais intenso em Lh₆₄ e foi observada pigmentação também no cristalino. Em Lh₇₂ a pigmentação na vesícula óptica se apresentou completa na retina e no cristalino.

Em Lh₅₆ foi possível observar que as nadadeiras peitorais estavam diferenciadas e funcionais e em Lh₆₄ havia células sensoriais (neuromastos) ao longo do corpo distribuídos na altura da notocorda e nas linhas de divisão entre os somitos.

Em Lh₇₂ foi verificada a presença de melanóforos dendríticos ao longo do corpo. Em Lh₈₈ foi observada a presença de melanóforos na cabeça e em Lh₉₆ os melanóforos foram visualizados, ao redor dos olhos, no focinho e a sobre membrana hialina.

Em Lh₈₀ pôde ser visualizado que a bexiga natatória se apresentava inflada.

Nas amostras de Lh₈₈ o trato digestório apresentou um início do preguamento ao longo do tubo. Nessas amostras foi visulazida a presença de partículas alimentares no interior do tudo digestório.

Com Lh₁₀₄ as brânquias estavam mais evidentes e o tubo digestório apresentou o lúmen maior e um notório preenchimento do interior do tubo digestório por partículas alimentares. Nesse momento as larvas apresentaram $6,369 \pm 0,2842$ mm de CT; $6,0710 \pm 0,2911$ mm de CP; $1,1290 \pm 0,0751$ mm de AC; $1,4637 \pm 0,0576$ mm de CCa; $1,0284 \pm 0,0456$ mm de ACa e $0,4781 \pm 0,0190$ mm de DO e 1,6840mg de P.

Em Lh₁₁₂ observou-se que a vesícula vitelínica estava bastante reduzida e em Lh₁₂₀ não foi mais verificada a presença da vesícula vitelínica.

Em Lh₁₂₈ foi verificado um maior espessamento das paredes do tubo digestório o início da diferenciação da região da íris e da conjuntiva, nos olhos, e a extremidade caudal da notocorda apresentou uma leve inflexão na direção vertical e em sentido dorsal. Também pôde ser verificado em Lh₁₂₈ o início da diferenciação da nadadeira

dorsal através de uma evolução da membrana hialina. Nesse momento pôde ser visualizada ainda em Lh₁₂₈ a diferenciação, logo atrás do ânus, do raio duro, integrante da nadadeira anal. Para esse momento foi verificado que as Lh₁₂₈ apresentaram $7,4405 \pm 0,2905$ mm de CT; $7,1558 \pm 0,2783$ mm de CP; $1,4499 \pm 0,0885$ mm de AC; $1,7881 \pm 0,0701$ mm de CCa; $1,3543 \pm 0,6198$ mm de ACa, $0,5508 \pm 0,0281$ mm de DO e $3,4070$ mg de P.

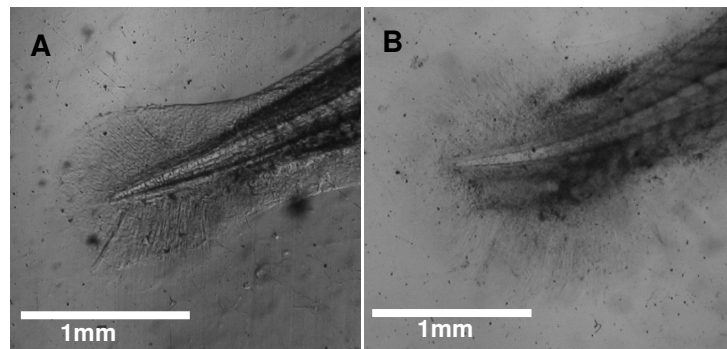


Figura 02. Micrografia da região caudal de larva de tambatinga. A) pré-flexão com 120 hpe; B) pós-flexão com 144 hpe. Aumento de 10X.

Em Lh₁₃₆ o desenho da dorsal na membrana hialina estava mais pronunciado.

Em Lh₁₄₄ pode ser identificado a finalização da flexão da extremidade caudal da notocorda (figura 02b) e nesse momento as amostras apresentaram $8,4806 \pm 0,3798$ mm de CT; $8,1626 \pm 0,3788$ mm de CP; $1,6839 \pm 0,1060$ mm de AC; $2,0906 \pm 0,1037$ mm de CCa; $1,5104 \pm 0,1072$ mm de ACa, $0,6024 \pm 0,0291$ mm de DO e $5,4670$ mg de P.

Em Lh₁₆₈ foi possível visualizar os raios mesenquimais da nadeira dorsal e em Lh₁₉₂ foi observado na região caudal, sobre a inflexão da notocorda, a diferenciação de novas estruturas cartilaginosas, os hipurais (figura 03).

Em Lh₂₀₀ foram observados vários melanóforos ainda dendríticos, agrupados na região do focinho e no dorso cabeça e não mais verificada a presença da vesícula de vitelo. As medidas verificadas para essas amostras foram $11,7778 \pm 0,8053$ mm de CT; $10,4487 \pm 0,7256$ mm de CP; $3,3948 \pm 0,3327$ mm de AC; $3,1856 \pm 0,2409$ mm de CCa; $2,8214 \pm 0,2601$ mm de ACa, $1,0058 \pm 0,1005$ mm de DO e $22,5879$ mm de P.

Nas amostras Lh₂₀₈ verificou-se uma divisão da membrana hialina na região dorsal, logo atrás da nadadeira dorsal, na altura do 10^o somito pós-anal, dando início a diferenciação da nadadeira adiposa.

Em Lh₂₄₀ verificou-se a absorção completa da membrana hialina e 15,0733 ± 0,0769mm de CT; 12,5400 ± 0,0572mm de CP; 4,9244 ± 0,4553mm de AC; 4,3330 ± 0,2098mm de CCa; 4,0380 ± 0,1897mm de ACa, 1,3857 ± 0,0670mm de DO e 42,8733mg de P.

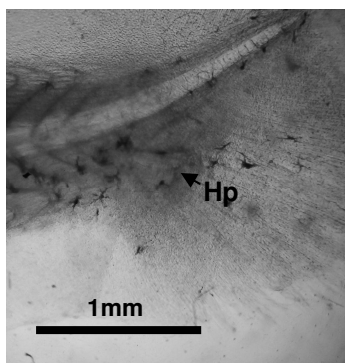


Figura 03. Micrografia da região caudal de larva de tambatinga com 192 hpe. (HP) Hipurais. Aumento de 10X.

Nas amostras de Lh₂₄₈ foi possível identificar o início da diferenciação das nadadeiras ventrais em alguns animais. Em Lh₂₅₆ mais animais apresentaram um formato mais discóide próximo ao observado nos adultos e também o início da diferenciação da nadadeira ventral e em alguns ainda pode ser verificada a presença de uma mácula (ocelo) sobre a linha lateral na altura do ânus. Em Lh₂₆₄ pôde ser verificado que todos os animais da amostra apresentaram a nadadeira ventral e a mácula (ocelo).

Em Lh₂₉₆ as nadadeiras ventrais estavam mais desenvolvidas e nela foi possível verificar a presença dos raios nesse momento.

Nas amostras Lh₃₂₀ verificou-se o surgimento de linhas transversais de coloração escura ao longo de todo o corpo, conferindo as larvas de tambatinga um aspecto listrado. Em Lh₃₂₀ foi verificado 17,6167 ± 0,0907mm de CT; 14,3333 ± 0,0674mm de CP; 6,0895 ± 0,4348mm de AC; 5,1108 ± 0,2417mm de CCa; 4,8685 ± 0,2446mm de ACa, 1,7428 ± 0,0790mm de DO e 78,000mg de P. A partir de Lh₃₂₀ não foram

visualizadas alterações morfológicas nas larvas de tambatinga e o final do experimento em Lh₇₂₀ e nesse período foi possível observar que as larvas cresceram, incrementando suas variáveis morfométricas que nesse momento foram 31,0000 ± 0,2197mm de CT; 24,5333 ± 0,1438mm de CP; 11,5016 ± 0,7550mm de AC; 8,7304 ± 0,5598mm de CCa; 8,9327 ± 0,4972mm de ACa, 2,7029 ± 0,0916mm de DO e 479,8633mg de P (figura 04)

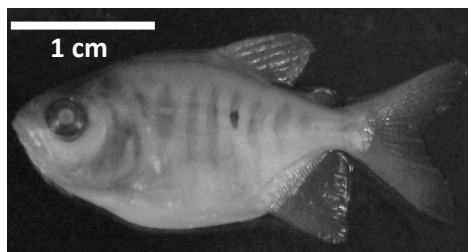


Figura 04. Larva de tambatinga com 720 hpe. Aumento de 0,7X.

A relação encontrada entre CT e HPE foi polinomial de ordem 4 (figura 5) e a regressão de CT (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação $\hat{y} = -(3,2908 \times 10^{-8})x^4 + (1,5348 \times 10^{-5})x^3 - (2,1792 \times 10^{-3})x^2 + (1,2946 \times 10^{-1})x + 0,3177$, $R^2_{ajust.} = 0,9952$, $P < 0,05$.

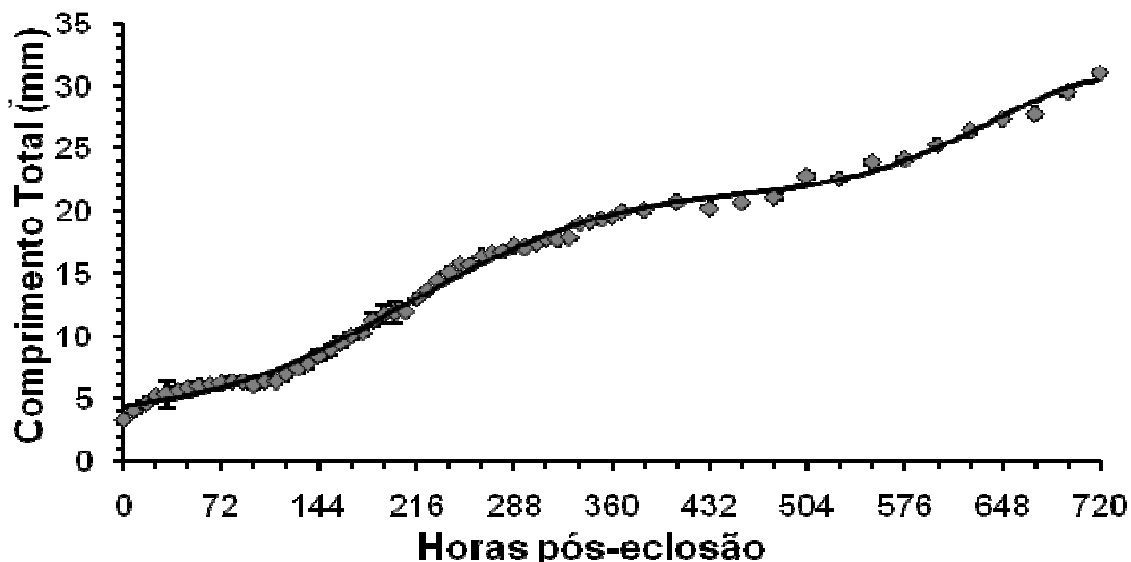


Figura 05. Relação entre o comprimento total e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

A relação encontrada entre CP e HPE foi polinomial de ordem 4 (figura 06) e a regressão de CP (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação: $\hat{y} = (3,9682 \times 10^{-10})x^4 - (5,2048 \times 10^{-7})x^3 + (1,9306 \times 10^{-4})x^2 + (1,1893 \times 10^{-2})x + 0,4030$, $R^2_{ajust.} = 0,9923$, $P < 0,05$.

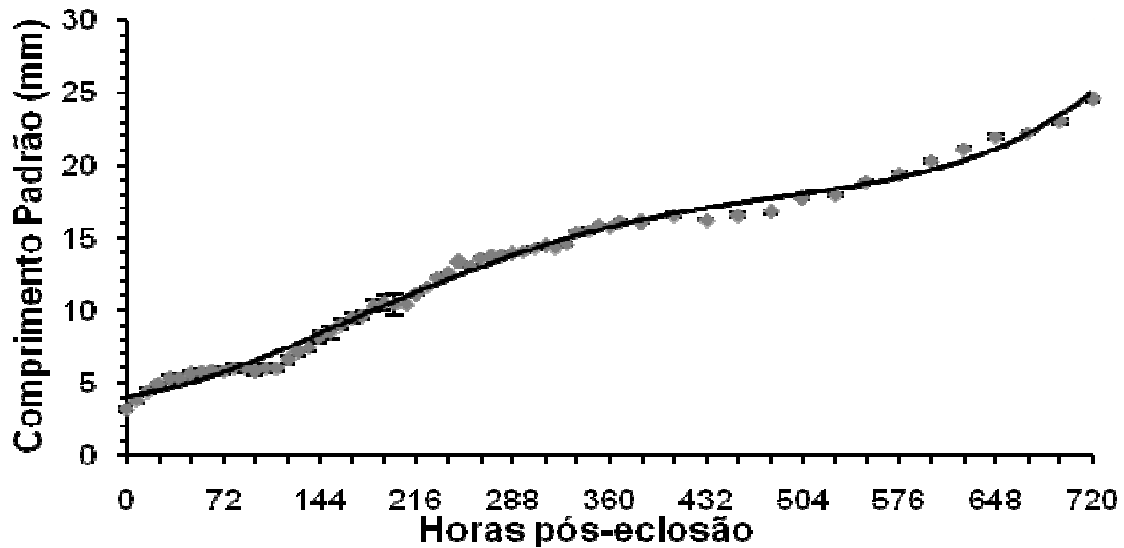


Figura 06. Relação entre o comprimento padrão e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

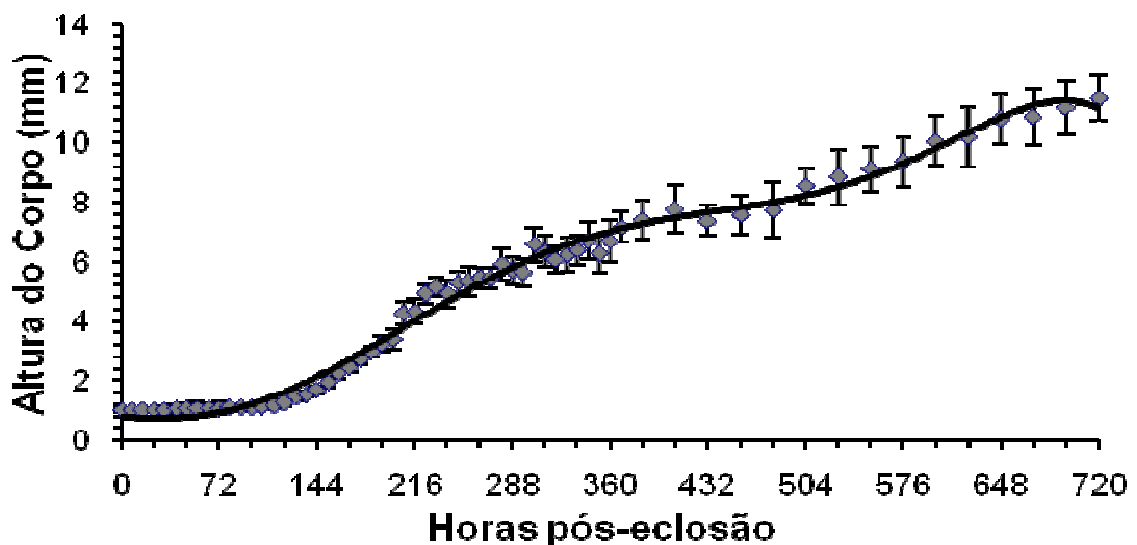


Figura 07. Relação da altura do corpo e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

A relação encontrada entre AC e HPE foi polinomial de ordem 5 (figura 07) e a regressão de AC (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação: $\hat{y} = (3,4341 \times 10^{-12})x^5 -$

$(1,4595 \times 10^{-9})x^4 - (2,2738 \times 10^{-7})x^3 + (2,5671 \times 10^{-4})x^2 - (2,4266 \times 10^{-2})x + 1,3777$,
 $R^2_{ajust.} = 0,9923$, $P < 0,05$.

A relação encontrada entre DO e HPE foi polinomial de ordem 4 (figura 08) e a regressão de DO (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação: $\hat{y} = (6,3720 \times 10^{-11})x^4 - (9,7505 \times 10^{-8})x^3 + (4,4556 \times 10^{-5})x^2 - (1,5537 \times 10^{-3})x + 0,2431$, $R^2_{ajust.} = 0,99561$, $P < 0,05$.

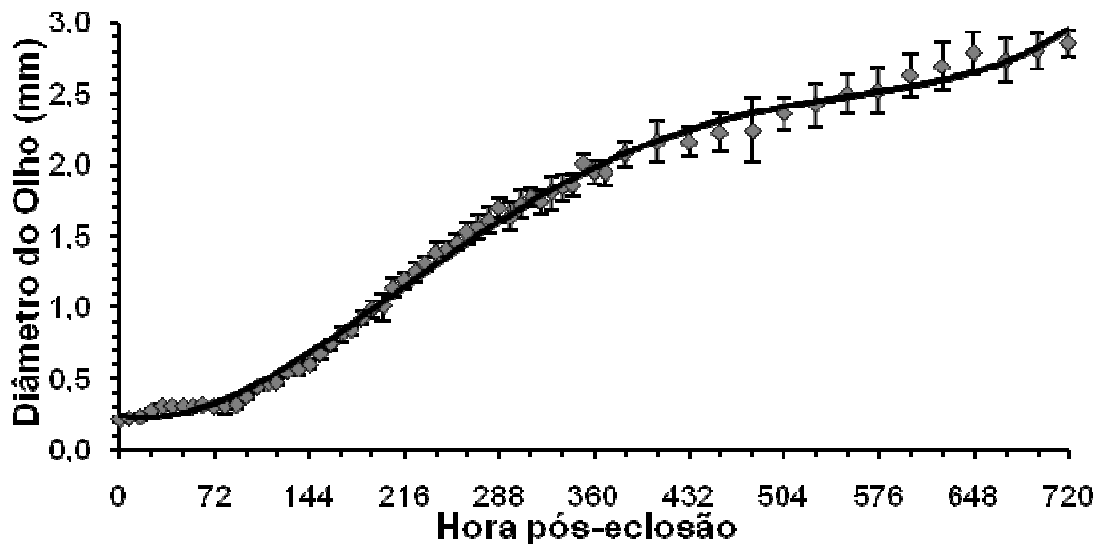


Figura 08. Relação do diâmetro do olho e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

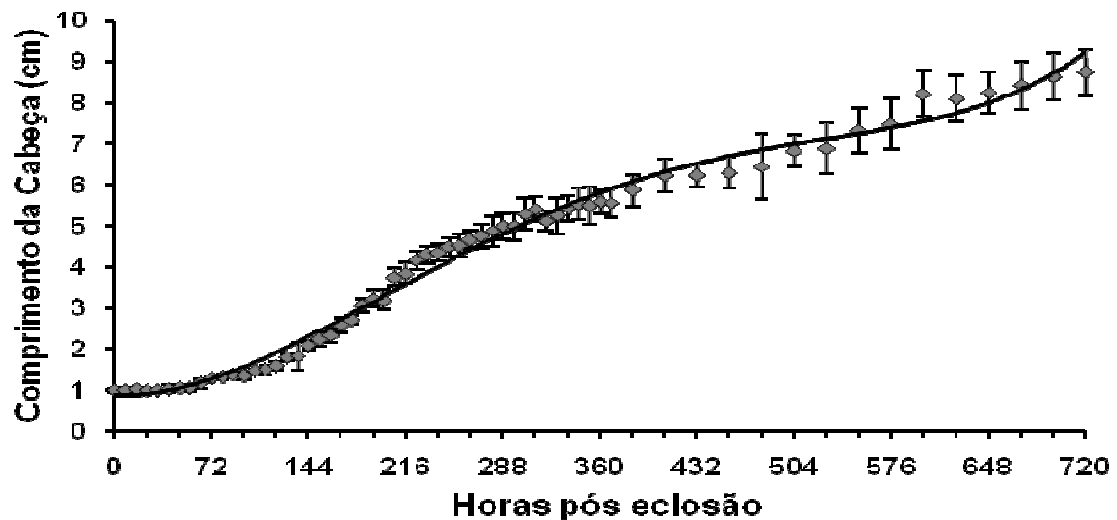


Figura 09. Relação do comprimento da cabeça e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

A relação encontrada entre CCa e HPE foi polinomial de ordem 4 (figura 09) e a regressão de CCa (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação: $\hat{y} = (1,7678 \times 10^{-10})x^4 - (2,5698 \times 10^{-7})x^3 + (1,1129 \times 10^{-4})x^2 - (1,3184 \times 10^{-3})x + 0,8626$, $R^2_{ajust.} = 0,9899$, $P < 0,05$.

A relação encontrada entre ACa e HPE foi polinomial de ordem 4 (figura 10) e a regressão de ACa (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação: $\hat{y} = (1,8056 \times 10^{-10})x^4 - (2,6591 \times 10^{-7})x^3 + (1,1771 \times 10^{-4})x^2 - (1,8852 \times 10^{-3})x + 0,4267$, $R^2_{ajust.} = 0,9913$, $P < 0,05$.

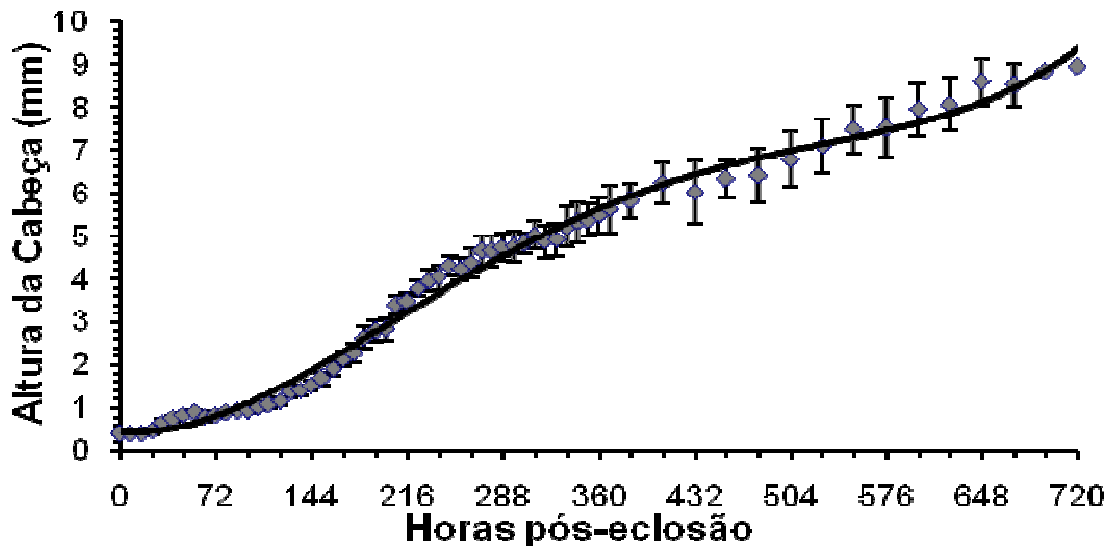


Figura 10. Relação da altura da cabeça e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

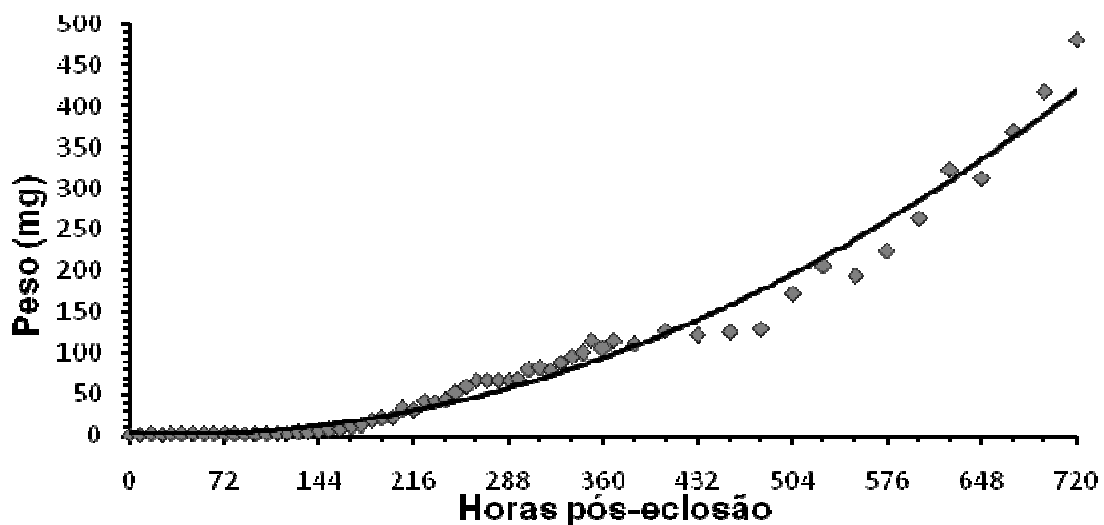


Figura 11. Relação do peso e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

A relação encontrada entre P e HPE foi polinomial quadrática (figura 11) e a regressão de P (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação: $\hat{y} = (9,0255 \times 10^{-4})x^2 - (7,2734 \times 10^{-2})x + 3,8162$, $R^2_{ajust.} = 0,9763$, $P < 0,05$.

A relação encontrada entre CP/CT e HPE foi polinomial (figura 12) de ordem 5 e a regressão de CP/CT (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação: $\hat{y} = -(1,8652 \times 10^{-13})x^5 + (1,1810 \times 10^{-10})x^4 - (2,1731 \times 10^{-8})x^3 - (3,0493 \times 10^{-6})x^2 + (5,3088 \times 10^{-4})x + 0,9466$, $R^2_{ajust.} = 0,9541$, $P < 0,05$.

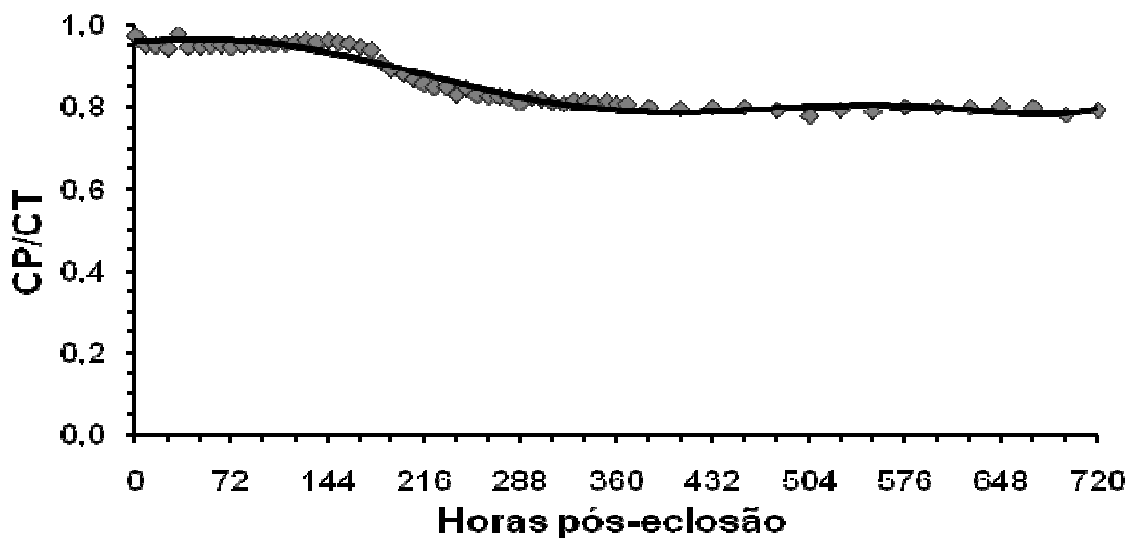


Figura 12. Relação entre CP/CT e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

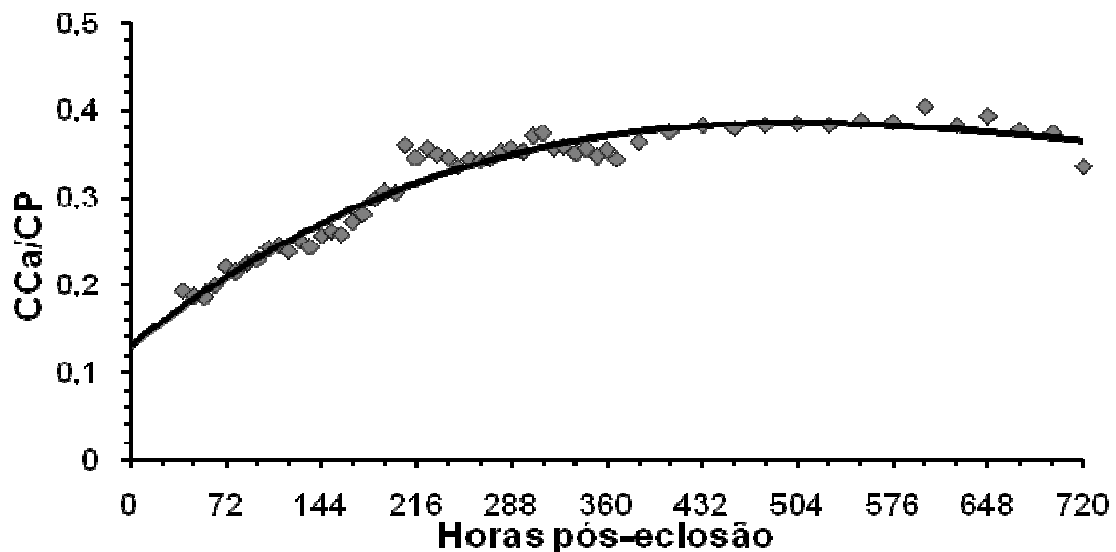


Figura 13. Relação entre CCa/CP e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

A relação encontrada entre CCa/CP e HPE foi polinomial cúbica (figura 13) e a regressão de CCa/CP (Y) e HPE (X) foi descrita pela $\hat{y} = (7,9409 \times 10^{-10})x^3 - (1,8116 \times 10^{-6})x^2 + (1,2195 \times 10^{-3})x + 0,1302$, $R^2_{ajust.} = 0,9459$, $P < 0,05$.

A relação encontrada entre AC/CP e HPE foi polinomial de ordem 4 (figura 14) e a regressão de AC/CP (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação: $\hat{y} = -(3,3859 \times 10^{-13})x^5 + (3,8934 \times 10^{-10})x^4 - (2,1326 \times 10^{-7})x^3 + (5,5610 \times 10^{-5})x^2 - (5,2157 \times 10^{-3})x + 0,3325$, $R^2_{ajust.} = 0,9519$, $P < 0,05$.

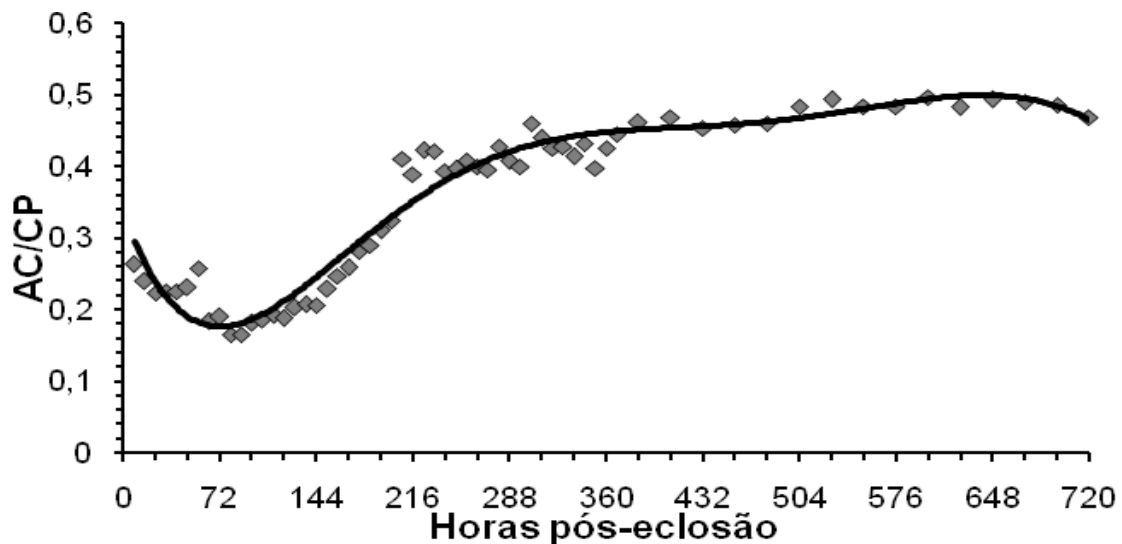


Figura 14. Relação entre AC/CP e a hora pós-eclosão das larvas tambatinga.

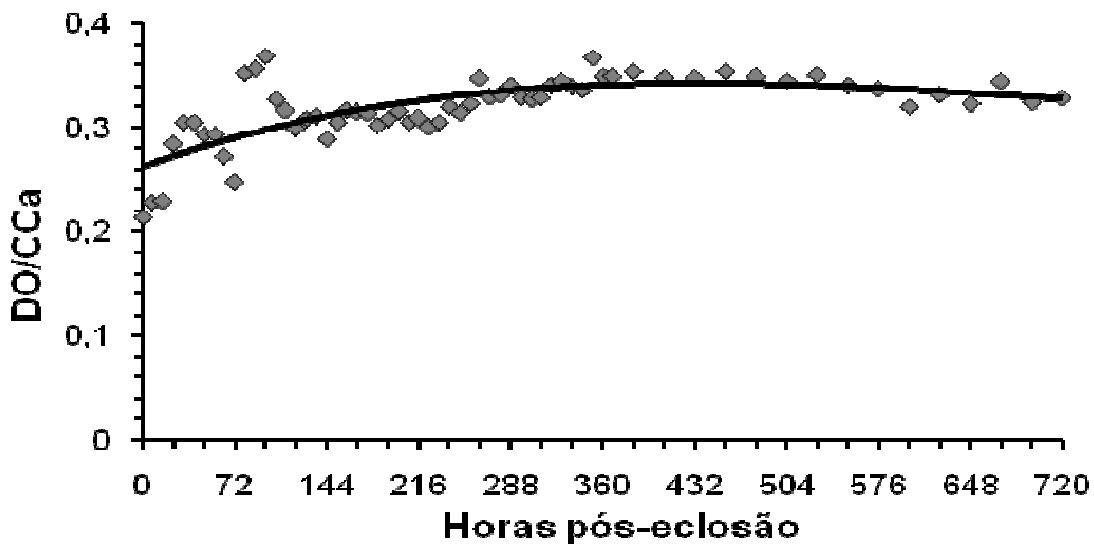


Figura 15. Relação entre DO/CCa e hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

A relação encontrada entre DO/CCa e HPE foi polinomial cúbica (figura 15) e a regressão de DO/CCa (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação: $\hat{y} = (3,3432 \times 10^{-10})x^3 - (7,1786 \times 10^{-7})x^2 + (4,3413 \times 10^{-4})x + 0,2624$, $R^2_{ajust.} = 0,5361$, $P < 0,05$.

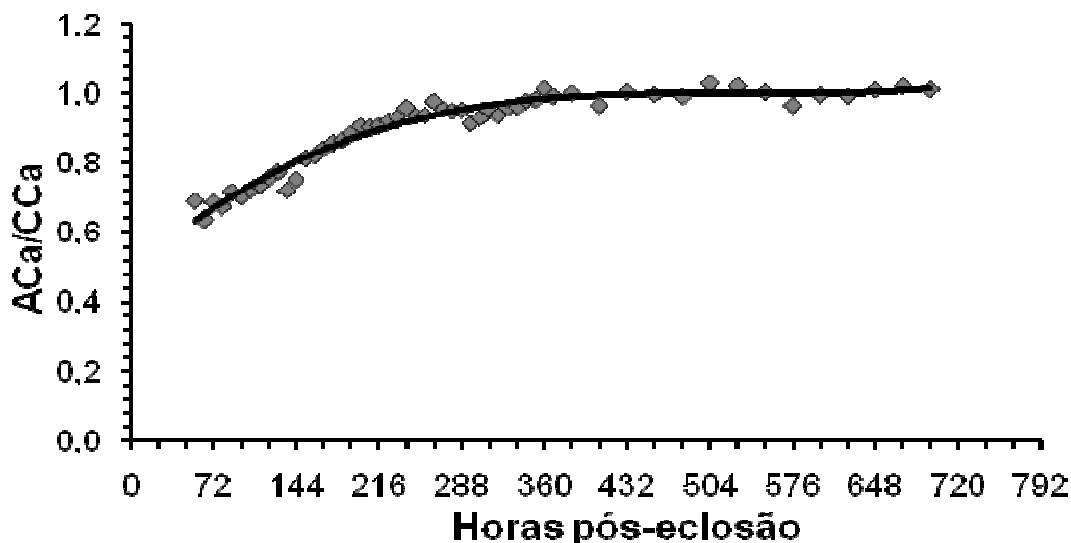


Figura 16. Relação entre ACa/CCa e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

A relação encontrada entre ACa/CCa e HPE foi polinomial cúbica (figura 16) e a regressão de ACa/CCa (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação: $\hat{y} = (3,5122 \times 10^{-9})x^3 - (5,5769 \times 10^{-6})x^2 + (2,9411 \times 10^{-3})x + 0,4857$, $R^2_{ajust.} = 0,9586$, $P < 0,05$.

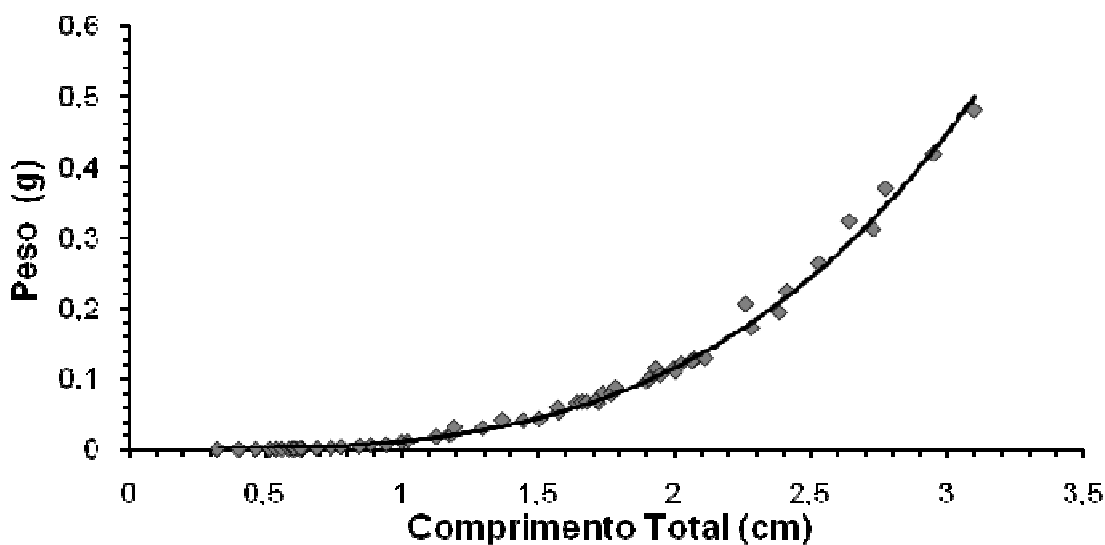


Figura 17. Relação entre o peso e o comprimento total das larvas de tambatinga.

A relação potencial encontrada entre P e CT está desmonstrada na figura 17 e a regressão de P(Y) e CT (X) foi descrita pela equação: $\hat{y} = 0,0113x^{3,3464}$, $R^2_{ajust.} = 0,9829$, $P < 0,05$. Os parâmetros da regressão entre P e CT estão demonstrados na tabela 01.

Tabela 01. Parâmetros da regressão linear referente à relação peso x comprimento das larvas de tambatinga

A	B	R	s^2_{yx}
0,0113	3,3464	0,98	0,04202

A = valor numérico do intercepto; B = valor do coeficiente angular; R = coeficiente de correlação; s^2_{yx} = variância da regressão

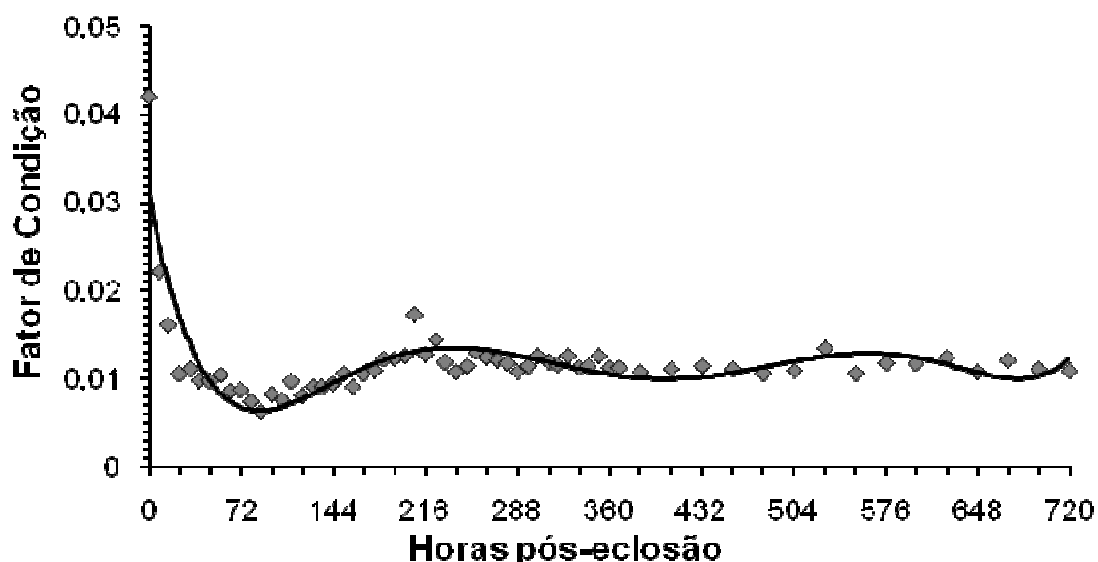


Figura 18. Relação entre o fator de condição (K_A) e a hora Pós-Eclosão das larvas de tambatinga.

A relação encontrada entre K_A e HPE foi polinomial de ordem 5 (figura 18). A regressão de K_A (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação:

$$\hat{y} = -(9,2898 \times 10^{-14})x^5 + (8,4826 \times 10^{-11})x^4 - (3,7377 \times 10^{-8})x^3 + (8,0665 \times 10^{-6})x^2 - (7,5144 \times 10^{-4})x + 0,3098, R^2_{ajust.} = 0,7578, P < 0,05.$$

DISCUSSÃO

Os valores médios para os parâmetros físico-químicos da água durante o período experimental, foram mensurados primeiramente na incubadora onde foram observados $28,53 \pm 0,94$ °C para a temperatura e $6,58 \pm 0,27$ para o pH. Posteriormente ocorreu a mensuração da água do tanque escavado, onde verificaram-se os valores médios de $31,58 \pm 1,54$ °C para a temperatura e $7,60 \pm 0,86$ para o pH. Os volumes de troca de água na incubadora estiveram dentro dos padrões propostos para incubação de peixes redondos (KUBITZA, 2004) e os valores diários de troca de água de 5%, do volume total do viveiro, mantiveram condições satisfatórias para o crescimento normal de larvas de tambaqui (SIPAÚBA-TAVARES e BRAGA, 2007).

O grau de desenvolvimento morfológico no início do período larval pode ser muito variado entre as espécies de peixes (ARAÚJO-LIMA et al., 1994; PAVLOV, 1999; NAKATANI et al., 2001). Além disso, as larvas de peixes teleósteos variam muito em comprimento ao nascerem (NAKATANI et al., 2001). Larvas recém-eclodidas de pacu *Piaractus mesopotamicus* apresentaram $2,82 \pm 0,07$ mm de CT; Lh₀ de piracanjuba, *Brycon orbignyanus* $3,79 \pm 0,10$ mm de CT e Lh₀ de trairão, *Hoplias lacerdae* apresentaram $5,59 \pm 0,53$ mm de CT (CORREIA et al., 2010). Larvas de tambaqui e pacu apresentaram valores de 4,40mm de CP e 4,82mm de CT, respectivamente, na fase de larva vitelina (NAKATANI et al., 2001). Esse fato também ocorre inclusive entre animais de grupo taxômicos próximos, a exemplo, larvas recém-eclodidas de pacu apresentaram tamanhos inferiores a larvas recém-eclodidas de tambaqui e de tambacu (RIBEIRO et a., 1995). Desta forma, os valores encontrados para CT nas larvas de tambatinga do presente trabalho estão de acordo com o observado tanto para espécies próximas a tambantiga, quanto para as demais peixes reofílicos brasileiros.

Larvas de pacu, piracanjuba e traíra ao nascerem são despigmentadas, possuem o corpo transparente, com a nadadeira embrionária hialina, e vesículas ópticas delimitadas e despigmentadas (CORREIA et al., 2010). Larvas recém-eclodidas de tambaqui e de pirapitinga não têm boca, brânquias e bexiga natatória (WOYNAROVICH, 1988). Essas características foram semelhantes ao observado nas

larvas recém-eclodidas de tambatinga do presente trabalho e também são comuns em peixes teleósteos (BLAXTER, 1969; AHLSTROM e MOSER, 1980; NAKATANI et al., 2001). As larvas recém-eclodidas de tambatinga do presente trabalho são morfológicamente semelhantes às larvas recém-eclodidas de pacu, tambaqui e do híbrido tambacu observadas por Ribeiro et al. (1995). Larvas com o nível de desenvolvimento como o observado em Lh₀ para tambatinga podem ser classificadas como larvas altriciais, assim como foi sugerido por Balon (1981).

A nadadeira embrionária, ou primordial de peixes neotropicais brasileiros de água doce é localizada na porção mediana do corpo estendendo-se por todo o corpo (NAKATANI et al., 2001). Segundo Neumann (2008) a nadadeira embrionária possui função de locomoção e respiração aumentando a área de superfície corporal para a respiração cutânea durante os primeiros dias de vida. Esta estrutura frágil é fortalecida pela presença de filamentos de actinotrichia que são finas linhas de elastoidina (uma substância como o colágeno). Semelhantemente ao observado nas larvas de tambatinga do presente trabalho, elas se originam no topo do miômero e estendem-se obliquamente para trás na membrana hialina (GÉRAUDI, 1985). Novos filamentos de actinotrichia se desenvolveram durante o crescimento das larvas de tambatinga, assim como foi observado em larvas de carpa (*Cyprinus carpio*) (OSSE e VAN DEN BOOGAART, 1999).

A presença da nadadeira embrionária e sua mesma disposição, ao longo do corpo das larvas recém-eclodidas de tambatinga, foi descrita para larvas recém-eclodidas de tambaqui e pacu (RIBEIRO et al., 1995; NAKATANI et al., 2001). Situação semelhante foi observada em larvas de peixes de outras famílias como matrinxã (*Brycon orbignyanus*) (MACIEL, 2006), jatuarana (*B. amazonicus*) (NEUMANN, 2008), *Pseudoplatystoma corruscans*, *Leirarius marmoratus* e nos híbridos entres essas espécies (OLIVEIRA-ALMEIDA, 2011); piavuçu (*Leporinus macrocephalus*) (REYNALTE-TATAJE et al., 2001), peixe-cachorro (*Rhaphiodon vulpinus*) (SOUZA e SEVERI, 2002), traíra (*Hoplias lacerdae*) (MACIEL et al., 2009). A presença e a posição da nadadeira embrionária de larvas de tambatinga são comuns às espécies das

espécies parentais e demais teósteos neotropicais brasileiros de água doce (RIBEIRO et al., 1995; NAKATANI et al., 2001).

A cabeça curvada sobre a vesícula de vitelo nas larvas recém-eclodidas de tambatinga do presente trabalho é uma característica comum às larvas de peixes, sendo observada tanto em tambaqui, piratinga (WONAROVICH, 1988) e pacu (*P. mesopotamicus*) (CORREIA et al., 2010), quanto em outros grupos taxonômicos como *Brycon amazonicum* (NEUMANN, 2008); piau (*Lepirinus piau*) (BORÇATO et al., 2004); outros peixes nacionais (NAKATANI et al., 2001) e sargo-bicudo (*Diplodus puntazzo*) (KLIMOGIANNI et al., 2011).

O comportamento das larvas ao eclodirem pode variar muito entre as diversas espécies de peixes (WOYNAROVICH e HORVÁTH, 1983). As larvas de tambaqui e pirapitinga recém-eclodidas são muito ativas (WOYNAROVICH, 1988), semelhante ao observado, neste trabalho, nas larvas recém-eclodidas de tambatinga. Assim que as larvas de tambaqui e pirapitinga eclodem iniciam um movimento natatório em movimentos verticais, em direção a superfície, e seguido de repouso e afundamento na coluna d'água. Esse comportamento ocorre entre 2-3 dias (WOYNAROVICH, 1988). Nas larvas de tambatinga, esse movimento de natação vertical foi observado até 80,00 horas pós-eclosão, ou seja, no terceiro dia após a eclosão, o que coincidiu com a bexiga natatória inflada. Godinho et al. (2003) também observaram esse mesmo comportamento de natação vertical em larvas de peixes e que após a diferenciação das nadadeiras e bexiga natatória as larvas passaram a nadar nos diversos níveis da coluna d'água, semelhantemente ao observado nas larvas de tambatinga.

O condrocânio observado nas larvas de tambatinga é a estrutura de matrix cartilaginosa que será a base para a posterior ossificação do crânio e diferenciação da articulação mandibular que dará origem a boca (RISTOVSKA et al., 2006). A complexidade do condrocranium nas larvas recém-eclodidas de peixes é muito variável em teleósteos (HUYSENTRUYT, 2008).

Em Lh₃₂ de tambatinga foi possível visualizar a diferenciação dos arcos branquiais. MACIEL (2006) relatou que esse momento indica a diferenciação da câmara branquial da faringe. O desenvolvimento da estrutura branquial é importante para a capacitação

do animal à natação, visto que as trocas gasosas se tornam mais eficientes em relação à respiração cutânea ao início da vida larval (BONE et al., 1995).

Larvas de piracanjuba, *Brycon orbignyanus*, apresentaram abertura de boca em 10,5 hpe e nesse momento também apresentaram olhos completamente pigmentados (REYNALTE-TATAJE et al., 2004). Em *B. amazonicus*, a abertura da boca foi visualizada em larvas recém-eclodidas com 13,0 hpe, através de microscopia eletrônica de varredura (MEV), um sulco raso com tegumento desorganizado, na região ventral da cabeça próximo ao saco vitelínico, sinalizando o primórdio bucal (NEUMANN, 2008). Esse período foi inferior as 32 hpe observadas para a abertura da boca em larvas de tambatinga.

As larvas de tambatinga apresentaram nadadeiras peitorais com 56 horas pós-eclosão, ou seja, no início do terceiro dia, semelhante ao observado em *Colossoma macropomum* por Godinho et al. (2003). Em matrinxã, *Brycon cephalus**, com 23 horas pós-eclosão foi observado à presença de nadadeiras peitorais (ROMAGOSA et al., 2001). Matkovic e Pisanó (1989) relatam que as larvas de peixes ao eclodir já apresentam esboços das nadadeiras peitorais. Essa característica não foi verificada em larvas de tambaqui (*Colossoma macropomum*) e foram visualizadas ao terceiro dia pós-eclosão (SILVA et al., 1981; GODINHO et al., 2003).

As larvas de tambatinga diferenciaram os neuromastos com 64 horas pós-eclosão, ao terceiro dia. Os neuromastos têm função sensorial e irão posteriormente originar a linha lateral (NEUMANN, 2008). A diferenciação dos neuromastos nas larvas permite a detecção de movimentos mínimos na água permitindo às larvas a noção de pressão e velocidade da água circundante e pode ser utilizado pelas larvas na hora da detecção da presa (MAI, 2009). Larvas de dourado (*Salminus brasiliensis*) em diferentes intensidades de luz continuaram a capturar presas em baixas intensidades de luz onde a visão não seria funcional demonstrando que a visão não seria o único sentido envolvido em captura de presas (BERNAL-SANCHES, 2006). Mikai (2006) observou em larvas de *Gnathopogon elongatus cearulescens* que também são aptas para encontrarem suas presas em ambiente escuro, mas larvas tratadas com estreptomicina, que impede o funcionamento dos neuromastos, perdem essa capacidade, indicando a

participação do neuromastos na localização de presas. Desta forma, podemos inferir que as larvas de tambatinga do presente trabalho provavelmente estavam aptas iniciarem a alimentação exógena a partir desse momento, ou mesmo já estarem se alimentando, com 64 hpe.

Os melanóforos foram observados inicialmente em larvas de tambatinga com 72 hpe. Os melanóforos inicialmente em tambatinga são dendríticos e iniciaram ao longo do corpo e posteriormente foram visualizados também na cabeça, ao redor dos olhos e no focinho. Com 48 hpe, em larvas de pacu, *Piaractus mesopotamicus* apresentaram as medidas de comprimento total de $5,48 \pm 0,04$ mm, a presença de cromatóforos dendríticos espalhados ao longo da junção da nadadeira embrionária, no tubo digestivo e na parte ventral pós-anal (CORREIA et al., 2010). Os mesmos autores também verificaram um aumento na pigmentação no centro dos olhos e a região cardíaca estava pigmentada. Às 54 hpe, as larvas de pacu mantiveram o mesmo padrão de pigmentação corporal, diferindo apenas na quantidade aumentada de melanóforos espalhados na superfície do saco vitelínico (CORREIA et al., 2010).

O surgimento das nadadeiras peitorais e da bexiga natatória, assim como a redução do saco vitelínico, promovem um melhor domínio sobre o equilíbrio corporal e direcionamento na coluna d'água, permitindo as larvas o deslocamento também horizontal (SANTOS, 1992). Semelhantemente ao observado nas larvas de tambatinga partir de 80 hpe, com nadadeiras e bexiga natatória, que passaram a momentos coordenados e deslocamentos horizontais em vários níveis da coluna d'água.

No momento da abertura da boca das larvas da tambatinga não foi verificada ingestão de alimento até momentos entre Lh₈₀ e Lh₈₈. Larvas de tambaqui *Colossoma macropomum*, com oito dias pós-eclosão e em tanques previamente fertilizados, apresentaram alimento de fonte exógena no conteúdo estomacal (SIPAÚBA-TAVARES e BRAGA, 2007). Esse mesmo fato foi evidenciado nas larvas de tambatinga do tanque do presente trabalho que se utilizaram eficientemente da produção fito-planctônica do tanque. Sipaúba-tavares e Braga (2007) também relatam que esse conteúdo estomacal em larvas de tambaqui foi composto por 80% de algas (Chlorophyta, Cryptophyta, Cyanophyta, Euglenophyta). Os autores inferiram que esse alto consumo de

fitoplâncton foi relacionado à alta disponibilidade desses organismos e não pela preferência das larvas pelo fitoplâncton. O consumo alto de fitoplâncton também foi observado em larvas de pacu *Piaractus mesopotamicus* com dois dias pós-eclosão e em tanques escavados (SIPAÚBA-TAVARES e BRAGA, 1999). Desta forma podemos inferir que a produção fitoplanctônica também é altamente importante para as larvas de tambatinga que são híbridos originados de tambaqui e próximos ao pacu.

Sato et al. (2003) relataram que quando ocorre a abertura da boca as larvas têm necessidade de alimentação de origem exógena. As larvas de tambatinga, durante as primeiras 80 horas após a eclosão, foram mantidas na incubadora, que é uma estrutura desprovida de alimentos de fonte exógena. Uma vez que o início da alimentação exógena ocorreu logo após transferência das larvas para o tanque escavado, podemos inferir que provavelmente elas já estavam aptas a iniciar a alimentação exógena antes da transferência para o tanque escavado e isso só não ocorreu anteriormente, às Lh₈₈, devido a não disponibilidade de alimento na incubadora.

Sobre a diferenciação dos olhos as larvas de tambatinga apresentaram no momento da eclosão o primórdio óptico e após, 72 hpe, a vesícula óptica diferenciada, com a presença de retina e cristalino, e estava completamente pigmentada. Durante o estágio larval dos peixes ocorrem rápidas mudanças nos olhos, complementando o desenvolvimento dos fotoreceptores, e a retina adquire estrutura semelhante ao da forma de adulto (POWERS e RAYMOND, 1990). No período da primeira alimentação, a diferenciação dos cones em geral está completa e a visão dos peixes é funcional, apesar de limitada (BLAXTER, 1986). Larvas de dourado (*Salminus brasiliensis*), espécie carnívora e predadora, apresentaram acuidade visual ao segundo dia pós-eclosão e nesse momento a retina encontrava-se completamente (BERNAL-SÁNCHEZ, 2006). Desta forma pode-se inferir que, em larvas de tambatinga, os olhos se tornaram funcionais ao terceiro dia pós-eclosão.

No momento inicial da alimentação exógena as larvas de tambatinga já possuíam olhos pigmentados, nadadeiras peitorais, tubo digestório completo e bexiga natatória inflada e essas características estão relacionadas em larvas de peixes com início da alimentação exógena e foram evidenciadas no início da alimentação exógena por vários

autores. (MACIEL, 2006; GODINHO et al., 2003; SANTOS E GODINHO, 2002; SACHES et al., 1999).

A abertura da boca e do ânus, a ausência de pigmentação dos olhos e diferenciação das nadadeiras peitorais, são características que em larvas de peixes brasileiros são observadas na fase de larva (BLAXTER, 1969; FAUSTINO et al., 2007; NEUMANN 2008; MACIEL, 2006; REINALTE-TATAJE et al., 2004; ROMAGOSA et al., 2001; NAKATANI et al., 2001). Em peixes australianos, como os da família Melanotaenidae, essas mesmas características são evidenciadas ainda dentro dos ovos, ou seja, na fase embrionária (REID e HOLDWAY, 1995; HUMPHREY et al., 2003; FERREIRA et al., 2007) .

No início da alimentação exógena de larvas de tambatinga, o tubo digestório ainda apresentava-se como um tubo liso e reto. Esse fato também foi observado por Neumann (2008) em larvas de *Brycon amazonicum* com 29 horas pós-eclosão. O mesmo autor inferiu que essas características facilitaram a entrada de presas relativamente grandes. Em larvas de Teleostei, com o tubo retilíneo, os materiais ingeridos passam rapidamente para a porção caudal do intestino médio, onde ficam acumulados (IWAI e TANAKA, 1968).

Segundo González et al. (2002) a presença de pregas no intestino, como observados em Lh₁₀₄ de tambatinga, indica um aumento de eficiência da digestão e absorção dos alimentos. Seixas-Filho et al. (2000) sugeriram que as pregas transversais na mucosa retardam o avanço do alimento em sentido aboral, possibilitando maior período digestivo e melhor aproveitamento dos nutrientes, além do aumento da capacidade de absorção.

Em larvas de *Brycon orbignyanus* com 28 horas pós-eclosão foi observado que o lúmen do intistino médio estava distendido e repleto de alimento (MACIEL, 2006). As larvas de tambatinga apresentaram as mesmas evidências com 104 horas pós-eclosão. Além de mudanças morfológicas como as visualizadas nas larvas de tambatinga, durante o desenvolvimento do tubo digestório também ocorrem alterações histológicas das paredes intestinais (NEUMANN, 2008; KOZARIC et al., 2008; ELBAL et al., 2004;

BAGLOLE et al., 1997) e bem como a diferenciação de enzimas (BOLASINA et al., 2006; TENGJAROENKUL et al., 2002 BAGLOLE et al., 1998).

Com 128 hpe ocorreu o início da flexão da notocorda das larvas de tambatinga. Esse evento morfológico encerra a fase larval de pré-flexão e inicia a fase de flexão. Essa nova fase foi observada até 144 hpe quando a extremidade caudal da notocorda cessou seu movimento de inflexão. A partir do final da inflexão da notocorda finalizou-se a fase de flexão e se iniciou a fase de pós-flexão. NAKATANI et al. (2001) verificaram em larvas de tambaqui, coletadas no meio ambiente, as medidas de 6,64mm de CP para larvas em pré-flexão; 7,75mm de CP para larvas em início de flexão; 8,73mm de CP para larvas em flexão e 11,69mm de CP para larvas em início de pós-flexão. Para esses mesmos momentos em larvas de tambatinga do presente estudo foram observados de valores de: $6,63 \pm 0,2513$ mm de CP, em Lh₁₂₀, para pré-flexão; $7,1557 \pm 0,2783$ mm de CP, em Lh₁₂₈, para larvas em início de flexão, $8,1626 \pm 0,3788$ mm de CP, em Lh₁₄₄, para larvas em flexão e $8,5125 \pm 0,4255$ mm de CP em Lh₁₅₂, para larvas em início de pós-flexão.

A flexão da notocorda e a diferenciação dos raios mesenquimais determinam o início do processo de diferenciação da nadadeira caudal, que irá incrementar a eficiência da natação favorecendo a captura de presas e agilidade para fuga de predadores (BLAXTER, 1986). Larvas vitelinas de trairão (*Hoplias lacerdae*) iniciaram a diferenciação dos raios mesenquimais caudais ao quinto dia pós-eclosão e com $8,79 \pm 0,24$ mm de comprimento total (MACIEL et al., 2009). Nesse momento os mesmos autores também visualizaram a presença dos raios mesenquimais da nadadeira ventral, semelhantemente ao observado nas larvas de tambatinga. Os raios mesenquimais são constituídos de matriz cartilaginosa e posteriormente passarão por um processo de ossificação e darão origem aos raios das nadadeiras como foi observado em larvas de *Salmo letnica* (RISTOVSKA et al., 2006b).

Em larvas de Piau *Leporinus piau*, com valores médios de $6,81 \pm 0,66$ mm de comprimento padrão, apresentaram a notocorda flexionada e os ossos hipurais (ROMAGOSA et al., 2001). A diferenciação da nadadeira caudal e a formação dos ossos hipurais em trairão (*Hoplias lacerdae*) ocorreu em indivíduos com,

aproximadamente 7,70mm, verificando-se, em seguida, o delineamento das nadadeiras dorsal e anal na membrana embrionaria (BIALETZKI et al., 2008). As larvas de tambatinga do presente trabalho a diferenciação dos hipurais ocorreu com 152 hpe e nesse momento apresentaram $8,5125 \pm 0,4255$ mm de comprimento padrão.

Na fase da pós-flexão os raios da nadadeira ventral e seus elementos de suporte não estão completamente desenvolvidos, e a fase termina com o início da transformação para a fase juvenil. Esse desenvolvimento é um processo dinâmico com mudanças em diferentes momentos e locais e não apresentar eventos bem definidos para todas as espécies (RICHARDS, 2006). Esse fato foi evidenciado nas larvas de tambatinga, pois, ao final da flexão da notocorda as larvas possuíam apenas as nadadeiras peitorais funcionais e as demais nadadeiras ainda em processo de diferenciação. Os primórdios dos raios da dorsal e anal foram observados em larvas de jutuarana (*Brycon amazonicus*) também em fase de flexão, evidenciados com 75 horas pós-eclosão (NEUMANN, 2008).

A sequência do início de diferenciação dos raios nas nadadeiras em tambatinga foi caudal, dorsal e anal, pélvicas e peitorais. Nakatani et al. (2001) relataram a sequência de diferenciação dos raios de larvas de tambaqui e pacu, coletadas em ambiente natural, como sendo caudal, dorsal, anal, pélvicas e peitorais. Em larvas de piau (*Leporinus friderici*) foi verificada a mesma sequência (SANCHES et al., 2001). Nas larvas de tambatinga, do presente estudo, o início da diferenciação das nadadeiras dorsal e anal ocorreram simultaneamente em Lh₁₂₈. Semelhantemente ao verificado por RISTOVSKA et al. (2006) no desenvolvimento de *Salmo letnica*, as nadadeiras dorsal e anal são as próximas nadadeiras a se diferenciarem, após as peitorais, e sua diferenciação se inicia simultaneamente. O desenvolvimento dos elementos das nadadeiras anal e dorsal do peixe-cachorro (*Rhaphiodon vulpinus*), também ocorre de forma praticamente simultânea (SOUZA e SEVERI, 2002).

Segundo Kendall et al. (1984) após esses eventos se inicia a pigmentação juvenil e posteriormente ocorre a formação das escamas, sendo uma característica que define o estágio juvenil em espécies que possuem escamas. O desenvolvimento das nadadeiras alcança um ponto onde são completamente visíveis os elementos dos adultos. Os olhos

tornam-se arredondados e assumem a proporção observada nos adultos. (KENDALL et al., 1984, RICHARDS, 2006).

Não foi evidenciada a diferenciação das escamas, mas foi observado que a pele modificou-se e tornou-se espessa e a partir de 204 hpe as larvas de tambatinga apresentaram uma coloração prateada e posteriormente ocorreu a diferenciação de uma mácula 256 hpe, e com 320 hpe listras verticais escuras, que são características semelhantes à juvenis de tambaqui, indicando a proximidade com a fase de juvenil. Ainda com 256 hpe evidenciou-se a forma discóide, característico dos peixes redondos (KUBITZA, 2004a). Segundo Santos et al. (2006) juvenis de tambaqui com até 10 cm de comprimento apresentam uma mancha escura na região mediana do corpo que desaparece completamente após esse tamanho. Juvenis de pirapitinga até 10 cm de comprimento possuem a coloração avermelhada na região ventral do corpo e da cabeça e várias manchas na região dorsal do corpo (SANTOS et al., 2006). Não foi observada a coloração de juvenis de pirapitinga nas larvas de tambatinga, mas sim a coloração de juvenis de tambaqui o que nos permitiu evidenciar a expressão do padrão da coloração materna no híbrido.

A análise do comportamento das variáveis morfométricas das larvas de tambatinga ao longo de seu desenvolvimento apresentou descontinuidade no comportamento das variáveis, demonstrando diferentes momentos de investimento energético nas variáveis analisadas, ao longo crescimento. Isso reflete prioridades na diferenciação de algumas estruturas em determinados momentos (NEUMANN, 2008). O crescimento descontínuo, com alterações na taxa de crescimento de partes do organismo ocorre devido ao desenvolvimento prioritário da funcionalidade de estruturas relacionadas à alimentação, respiração e natação (OSSE et al., 1997; VAN SNIK et al., 1997).

Os comprimentos total e padrão, a altura do corpo, o comprimento e altura da cabeça, e o peso das larvas de tambatinga apresentaram-se em uma intensidade menor de crescimento durante os momentos iniciais de desenvolvimento e após o início da alimentação exógena intensificaram seu crescimento durante todo o período experimental. Segundo Hernández-Rubio et al. (2006) o crescimento nos momentos

iniciais são mínimos uma vez que nesse período inicial ocorre principalmente a formação e o funcionamento de órgãos e sistemas.

Após a diferenciação das nadadeiras ventrais observou-se uma diminuição de crescimento das variáveis morfométricas. Segundo Neumann (2008) essa diminuição de crescimento está associada ao gasto energético da maior atividade de natação em busca pelo alimento.

As variáveis morfométricas demonstraram um rápido crescimento a partir de 120 hpe, ou seja, 32 horas após o início da alimentação exógena, que ocorreu com 88 hpe. Isso sugere que as larvas não estavam aptas a se nutrirem do alimento ingerido durante o primeiro dia alimentação exógena. A partir do momento de início de crescimento com 120 hpe, ou seja, quinto dia pós-eclosão, é que podemos inferir que as larvas estavam aptas a digerir e assimilarem o alimento ingerido e que esse alimento, provavelmente composto de protozoários, fito e zooplâncton, foi fundamental para a continuidade do crescimento e desenvolvimento das larvas, como foi observado por vários autores (LOPES et al., 1994; GERKING, 1994; CHACRABARTI e JANA, 1991).

Assim com as demais variáveis, os olhos nas larvas de tambatinga apresentaram durante as fases iniciais de desenvolvimento, um período de crescimento mais lento que coincidiu com a permanência das larvas na incubadora. No primeiro dia após a transferência para os tanques escavados as larvas apresentaram uma maior intensidade de crescimento dos olhos o que pode estar relacionado com o início da alimentação exógena e com a disponibilidade de alimento no tanque. Appelbaum e Riehl (1997) verificaram que em *Cyprinus carpio* o sentido da visão predominava na busca e captura de alimento, e no início da fase larval o olho crescia de forma expressiva, considerando o sentido visão de fundamental importância nas fases iniciais do ciclo de vida de predadores visuais. Em *Brycon amazonicus*, que é uma espécie carnívora, o rápido crescimento dos olhos também foi visualizado nos primeiros estagios larvais, indicando ser uma estrutura fundamental para período de início da alimentação exógena (NEUMANN, 2008).

Após o início da alimentação exógena entre 80 e 88hpe, a utilização do alimento exógeno se traduziu em crescimento apenas a partir de 120 hpe onde se verificou um aumento do ritmo de crescimento em todas as variáveis analisadas. Segundo Yufera e Darias (2007) após o início da alimentação exógena é necessário um rápido crescimento e diferenciação do trato digestório durante os próximos dias para desenvolver os órgãos e estruturas envolvidos na digestão e absorção dos nutrientes. Ainda segundo os mesmos autores a partir do início da alimentação exógena se inicia o crescimento e em poucos dias depois a larva incrementa seu comprimento. Esse fato foi evidenciado nas larvas de tambatinga do presente trabalho que iniciaram o crescimento 32 horas após o início da alimentação exógena.

A relação entre CP/CT e HPE das larvas de tambatinga se mostrou próxima a isometria durante quase todo o período de desenvolvimento larval. Foi observado que ocorreu um crescimento maior em comprimento total no momento que coincidiu entre o final da flexão da notocorda e a diferenciação das nadadeiras ventrais (alometria negativa). Durante esse período de alometria negativa foi observado o desenvolvimento ontogenético das estruturas caudais o que provavelmente contribuiu para o incremento do comprimento total das larvas de tambatinga nesse período. Em larvas de jutuarana (*Brycon amazonicus*) foi observado um comportamento semelhante ocorrendo um maior crescimento do comprimento total durante a fase de flexão da notocorda, que provavelmente está relacionado ao desenvolvimento da nadadeira caudal e da habilidade natatória (NEUMANN, 2008).

A relação entre AC/CP e HPE das larvas de tambatinga foi inicialmente alométrica negativa indicando um maior crescimento em comprimento. Isso está relacionado principalmente à absorção do vitelo que promoveu a redução do saco vitelínico durante os incrementos das larvas em comprimento padrão, durante a fase de larva vitelínica. Larvas de jutuarana (*Brycon amazonicus*) também apresentaram alometria negativa da altura do corpo, em relação ao comprimento padrão, durante a fase de larva vitelínica, devido à absorção do saco vitelínico (NEUMANN, 2008).

Semelhantemente ao observado em larvas de tambatinga, a relação entre a altura do corpo e o comprimento padrão no desenvolvimento de larvas de jutuarana (*Brycon*

amazonicus) demonstrou três diferentes momentos verificados por Neumann (2008). Um crescimento menor em altura do corpo ocorreu durante as fases de larva vitelina e larva em pré-flexão (alometria negativa), um crescimento maior da altura do corpo nas fases de flexão e pós-flexão (alometria positiva) e crescimento isométrico na fase de juvenil (NEUMANN, 2008). No presente trabalho com larvas de tambatinga não foi avaliado o comportamento das relações no período juvenil, mas foi observada uma tendência para a isometria na relação AC/CP das larvas ao final do experimento, que coincidiu com a proximidade do período juvenil.

As larvas de tambatinga apresentaram inicialmente alometria positiva, da altura do corpo em relação ao comprimento padrão, até o início da alimentação exógena, o que provavelmente interferiu nessa relação morfométrica. A mudança de alimentação e conseqüentemente das exigências nutricionais refletem rigorosamente no crescimento alométrico dos peixes (MACIEL, 2006). Após o início da alimentação exógena as larvas apresentaram alometria positiva da altura do corpo até 300 hpe, quando as larvas já apresentaram visivelmente a forma discóide, aspecto semelhante ao descrito para a descrição da subfamília Myleinae que apresenta o corpo bastante alto (SANTOS et al., 2006). Essas alterações na conformação do corpo das larvas de tambatinga confirmaram as observações de Osse (1990) ao citar que a remodelação da forma do corpo em larvas de peixes durante a metamorfose envolve diferentes taxas de crescimento das partes de seus corpos. Após a diferenciação das nadadeiras ventrais as larvas passaram a apresentar uma tendência de isometria sugerindo o crescimento proporcional de ambas as variáveis.

A relação entre CCa/CP e HPE das larvas de tambatinga apresentou inicialmente um crescimento maior do comprimento da cabeça (alometria positiva), em relação ao comprimento padrão, tendendo posteriormente, à diferenciação das nadadeiras ventrais, à estabilidade dos valores indicando crescimento isométrico. Neumann (2008) observou um gradual aumento dos valores de alometria positiva observado no comprimento da cabeça em relação ao comprimento padrão em *B. amazonicus*, com crescimento acelerado desde a eclosão até o estágio de flexão. O mesmo autor inferiu

que esse fato reflete o nítido desenvolvimento de estruturas relacionadas a respiração branquial e estruturas ósseas da cabeça relacionadas à alimentação.

Larvas de outras espécies também apresentaram este padrão de crescimento, como *Cichlasoma managuense* (RODRIGUES et al., 1989), *Prochilodus scrofa* (CAVICCHIOLI e LEONHARDT, 1993), *Sebastes saxicola* (LAIDIG et al., 1996), *Plagioscion squamosissimus* (NAKATANI et al., 1997), *Cyprinus carpio* (OSSE et al., 1997), *Cyprinus carpio* e *Clarias gariepinus* (VAN SNIK et al., 1997), *Helostoma temminckii* (SOUSA e SEVERI, 2000) e *Eucinostomus currani* (JIMENEZ-ROSENBERG et al., 2006).

A alometria positiva do crescimento da cabeça durante o desenvolvimento larval em peixes está relacionada ao desenvolvimento de estruturas sensoriais (FUIMAN, 1983), à diferenciação de estruturas bucais (FUIMAN, 1983; OSSE et al., 1997; VAN SNIK et al., 1997; CASSEMIRO et al., 2008) e ao rápido desenvolvimento dos opérculos e aparelhos branquiais envolvendo a transição da respiração cutânea para a branquial (FUIMAN, 1983; VAN SNIK et al., 1997).

Comportamentos alométricos que indicam o desenvolvimento tardio, de funções que envolvem a alimentação, estruturas sensoriais e respiratórias, demonstram gastos energéticos reduzidos, com a natação constante e reações de fuga do predador (GISBERT et al., 1999). Em larvas de piracanjuba (*Brycon orbignyanus*) foi observada uma alometria da cabeça, que indicou um desenvolvimento precoce das estruturas cefálicas o que envolveu maior gasto energético durante as primeiras 172 hpe (MACIEL, 2006). Em larvas de tambatinga também foi possível visualizar a diferenciação precoce de estruturas cefálicas logo após a eclosão, e que contribuíram para o desenvolvimento e crescimento da cabeça durante a fase larval.

A relação entre DO/CCa e HPE das larvas de tambatinga indicou inicialmente um crescimento alométrico positivo dos olhos em relação ao comprimento da cabeça que coincidiu com os primeiros estágios iniciais e posteriormente, com a diferenciação das nadadeiras, ventrais, a relação passou à tendência de crescimento isométrico. O crescimento alométrico positivo do olho em relação ao comprimento da cabeça, nos primeiros estágios larvais também foi observado em larvas de várias ordens e gêneros,

como *Brycon amazonicus* (NEUMANN, 2008), *Cyprinus carpio* (OSSE, 1990), *Sebastes saxicola* (LAIDIG et al., 1996), *Plagioscion squamosissimus* (NAKATANI et al., 1997), *Serrasalmus spilopleurae* e *Serrasalmus marginatus* (CAVICCHIOLI et al., 1997), *Hypophthalmus edentatus* (NAKATANI et al., 1998), *Helostoma temminckii* (SOUSA e SEVERI, 2000) e *Eucinostomus currani* (JIMENEZ-ROSENBERG et al., 2006). O rápido desenvolvimento dos olhos, juntamente com outras estruturas relacionadas à alimentação, é essencial na seleção de presas (CASSEMIRO et al., 2008).

A relação entre A_{Ca}/C_{Ca} e HPE das larvas de tambatinga demonstrou inicialmente um crescimento maior da altura da cabeça em relação ao comprimento da cabeça (alometria positiva) durante os períodos iniciais de desenvolvimento. Após a diferenciação da nadadeira ventral ocorreu uma tendência a isometria.

Segundo Hernández-Rubio et al. (2006) durante o período larval o crescimento da cabeça é um evento que aumenta a habilidade de *C. humboldtianum* na captura das presas. Os mesmo autores ainda relataram que a mudança alimentar é necessária e é possibilitada pelo aumento do tamanho e da diversidade das presas, pois presas maiores são consumidas conforme ocorre o aumento do diâmetro da boca.

A relação entre K_A e HPE das larvas de tambatinga inicialmente regrediu até o momento do início da alimentação exógena demonstrando que nesse período as larvas cresceram mais em relação ao peso (alometria negativa). Posteriormente o fator de condição apresentou incrementos até 216 hpe (alometria positiva), demonstrando um maior ganho de peso em relação ao crescimento. Após 216 hpe a relação apresentou tendência de estabilidade demonstrando um crescimento proporcional das variáveis até o final do experimento com 720 hpe (isometria). Esse desenvolvimento isométrico demonstrado pelo fator de condição provavelmente reflete o maior investimento em crescimento a partir desse momento, uma vez que até 216 hpe aconteceram as principais mudanças ontogenéticas, que ocorrem com o envolvimento de gastos energéticos. O fator de condição é uma medida quantitativa de bem-estar do peixe (LE CREN, 1951; GOMIERO e BRAGA, 2003), podendo fornecer uma possível relação da sua condição corporal e/ou seu estado fisiológico com o meio em que vive (GOMIERO e BRAGA, 2003; LEMOS et al., 2006); portanto, deve permanecer constante

independente do tamanho que o peixe apresente em um determinado período de vida (GOMIERO e BRAGA, 2003).

Ao final das observações as larvas de tambatinga apresentaram todas as características morfológicas pertinentes ao período juvenil, menos as escamas, o que nos permite inferir que as larvas estavam em momentos próximos ao final da metamorfose, que encerra o período larval. Ao final da fase larval ocorre a diferenciação progressiva dos caracteres adultos, tais como raios das nadadeiras e ossificação do esqueleto. O sangue torna-se pigmentado, as escamas e os pigmentos aparecem na superfície do corpo, os raios das nadadeiras são completados, e a forma do corpo torna-se igual à do adulto. Com isso, o juvenil assemelha-se a um pequeno adulto (BLAXTER, 1988; KENDAL et al., 1984), semelhantemente ao observado nas larvas ao final do experimento com 720 hpe, ao 30º dia, com exceção das escamas.

As larvas de tambatinga apresentaram pouca variação de comprimento padrão e total e maior uniformidade em L_{h_0} , e essa uniformidade de comprimentos padrão e total pôde ser observada durante todo o período de desenvolvimento e crescimento, mesmo após o início da alimentação exógena entre 80 e 88 hpe, até 720 hpe. Senhorini et al. (1988) verificaram em larvas de tambaqui, de paqui (*Colossoma macropomum* ♂ X *Piaractus mesopotamicus* ♀) e de tambacu (*Piaractus mesopotamicus* ♂ X *Colossoma macropomum* ♀) que a homogeneidade nos tamanhos e crescimento ocorreu até 24-28 dias de idade.

A uniformidade dos tamanhos das larvas de tambatinga após o início da alimentação exógena pode estar associada com a alta disponibilidade de alimento para as larvas, uma vez que o nível de disponibilidade de alimento pode influenciar o desenvolvimento (GOMES et al., 2000). Senhorini et al. (1988) observaram que em larvas de pacu (*Piaractus mesopotamicus*) ocorreu alta variação de tamanho na larvicultura e inferiram que essa heterogeneidade de tamanho foi causada pela falta de disponibilidade de alimento adequado. Semelhante ao observado para larvas de curimatá (*Prochilodus scrofa*) (CESTAROLLI et al., 1997).

Devido à uniformidade do lote o início da alimentação exógena ocorreu quando as larvas estavam com tamanho em torno de $6,3797 \pm 0,3230$ mm de comprimento total e

6,0864 ± 0,3083mm de comprimento padrão. Segundo Lein et al. (1997) não foi observada correlação entre o tamanho da larva no início da alimentação exógena e o momento inicial da alimentação exógena. Para esses mesmos autores o tamanho da larva no momento inicial da alimentação exógena parece ter mais importância no meio ambiente do que na piscicultura.

Ao longo do desenvolvimento das larvas de tambatinga pôde se evidenciar que inicialmente as larvas apresentaram baixa variação de altura do corpo, passando a uma maior variação a partir de Lh₂₀₀, o que sugere que ao início do período exógeno de alimentação para esses animais a disponibilidade de alimento adequado interferiu nos valores dessa variável.

CONCLUSÕES

Com os resultados morfológicos obtidos com as larvas de tambatinga pode-se concluir que:

- O sub-período de larva vitelina ocorreu entre 0 e 112 horas pós-eclosão;
- O sub-período de larva pré-flexão ocorreu entre 113 e 127 horas pós-eclosão;
- O sub-período de larva em flexão ocorreu entre 128 e 144 horas pós-eclosão;
- O sub-período de larva pós-flexão ocorreu entre 145 e 254 horas pós-eclosão;
- O Sub-período de larva em metamorfose entre 256 e 720 horas pós-eclosão.
- Com 720 horas pós-eclosão as larvas estão em momentos avançados de metamorfose e próximas ao período de juvenil
- As variáveis morfométricas apresentaram maior nível de crescimento logo após o início da alimentação exógena;
- O crescimento das variáveis ocorreu com alternância de intensidades ao longo do tempo.
- As larvas apresentaram um desenvolvimento precoce da cabeça e dos olhos.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AHLSTROM, E.H.; MOSER, H.G. **Identification of pelagic marine fish eggs**. CalCOFI Rep., v.21, 1980.

ALVES, F.C.M. **Reprodução e desenvolvimento larval do “ciclídeo-anão amazônico”, *Apistogramma cacatuoides*, Hoedeman, 1951 (Perciformes: Cichlidae) em laboratório**. 81p. Dissertação de Mestrado. Instituto de Pesca, Agência Paulista de Tecnologia dos Agronegócios, Secretaria de Agricultura e Abastecimento-São Paulo, 2007.

ANJOS, H.D.B.; ANJOS, C.R. **Biologia reprodutiva e desenvolvimento embrionário e Larval do cardinal tetra, *Paracheirodon axelrodi* SCHULTZ, 1956 (CHARACIFORMES: CHARACIDAE), em laboratório**. **Boletim do Instituto Pesca**, São Paulo, v.32, n.2 p.151-160, 2006.

APPELBAUM, S.; RIEHL, R. **Scanning electron microscopic observations of the chemo- and mechanoreceptors of carp larvae (*Cyprinus carpio*) and their relationship to early behaviour**. **Aquatic Living Resources**, Montrouge (França), n.10, p.1-12, 1997.

ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M., 1994, Egg size and larval development in Central Amazon fish. **Journal of Fish Biology**, Londres, v.44, p.371-389.

BAGLOLE, C. J.; MURRAY, H. M.; GOFF, G.P.; WRIGHT, G.M. **Ontogeny of the digestive tract during larval development of yellowtail flounder: a light microscopic and mucous histochemical study** **Journal of Fish Biology**, Londres, v.51, p.120-134, 1997.

BAGLOLE, C.J.; GOFF, G.P.; WRIGHT, G.M. **Distribution and ontogeny of digestive enzymes in larval yellowtail and winter flounder**. **Journal of Fish Biology**, Londres, v.53, p.767-784, 1998.

BALON, E.K. **Saltatory process and altricial to precocial forms in the ontogeny of fishes**. **American Zoologist**, v.21, 573-596, 1981.

BIALETZKI, A.; NAKATANI, K.; SANCHES, P.V.; BAUMGARTNER, G.; MAKRAKIS, M.C.; TAGUTI, T.L. **Desenvolvimento inicial de *Hoplias aff. malabaricus* (Bloch, 1794) (Osteichthyes, Erythrinidae) da planície alagável do alto rio Paraná, Brasil**. **Acta Scientiarum. Biological Science**, Maringa, v. 30, n. 2, p. 141-149, 2008.

BLAXTER, J.H.S. **Development: eggs and larvae**. In HOAR, W.S.; RANDALL, D.J. (Eds.) **Fish Physiology**, vol. 3. Academic Press, New York, 1969. p.178-252.

BLAXTER, J.H.S. Development of sense organs and behavior of teleost larvae with special reference to feeding and predator avoidance. **Trans Am. Fish. Soc.**, v.115, p.98-114, 1986.

BLAXTER, J.H.S. Pattern and variety in development. p.1-58. In: HOAR, W.S.; HANDALL, D.J. (Eds.) **Fish Physiology**. Academic press. Sandiego, CA. USA. 1988.

BERNAL-SÁNCHEZ, G.L. **A influência do desenvolvimnto da visão e do tamanho do alimento na larvicultura do dourado *Salminus brasiliensis* (Pisces, Characidae)**. 76pp. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis, 2006.

BOLASINA, S.; PEREZ, A., YAMASHITA, Y. Digestive enzymes activity during ontogenetic development and effect of starvation in Japanese flounder, *Paralichthys olivaceus*. **Aquaculture**, Amsterdã, v.252, p.503-515, 2006.

BONE, Q.; MARSHALL, N.B.; BLAXTER, J.H.S. **Biology of Fishes**. 2nd ed. Blackie Academic & Professional, London, UK, 332p. 1995.

BORÇATO, L. B.; BAZZOLI B.; SATO, Y. Embriogenesis and larval ontogeny of the "piau-gordura", *Leporinus piau* (Fowler) (Pisces, Anatomosidae) after inducing spawning. **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v.21, n.1, p.117-122, 2004.

CASSEMIRO, F. A. S.; RANGEI, T. F. L. V. B.; PELICICE, F. M.; HANH, N. S. Allometric and ontogenetic patterns related to feeding of a neotropical fish, *Satanoperca papaterra* (Perciformes, Cichlidae). **Ecology of Freshwater Fish**, Malasia, v.17, p.155-164, 2008.

CAVICCHIOLI, M.; LEONHARRDT, J. H. Estudo do desenvolvimento morfológico de larvas de curimatá, *Prochilodus scrofa* (Steindachner, 1882), obtidas de reprodução induzida. **UNIMAR**, Maringá, v. 15 (suplemento), p. 109-124. 1993.

CAVICCHIOLI, M.; NAKATANI, K.; SHIBATTA, O. A. Morphometric variation of larvae and juveniles of the piranhas *Serrasalmus spilopleura* and *S. marginatus* (Characidae: Serrasalminae) of the Parana basin, Brazil. **Ichthyological Exploration in Freshwater**, Munchen, v. 8, n. 2, p. 97-106. 1997.

CESTAROLLI, M. A.; PORTELLA, M. C.; ROJAS, N. E. T. Efeito do nível de alimentação e do tipo de alimento na sobrevivência e no desempenho inicial de larvas de Curimatá *Prochilodus scrofa* (Steindachner, 1881). **Boletim Instituto de Pesca**, São Paulo, v.24, p.119-129, 1997.

CHAKRABARTI, R.; JANA, B.B. Plankton intake as a function of body weight by common carp fry in different feeding conditions. **Aquaculture**, Amsterdã, v.93, p.21-34, 1991.

CLAVIJO-AYALA, J. **Ontogenia do sistema sensorial de pacu *Piaractus mesopotamicus* (HOLMBERG, 1887) (Characidae: Serrasalminidae)**. 75p. Dissertação de Mestrado. Centro de Aqüicultura da Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo, 2003.

CORREIA, M.A.; MACIEL, C.M.R.R.; NASCIMENTO, L.S.; MACIEL JÚNIOR, A. Ontogenia da pigmentação das larvas de três espécies de Characiformes, criadas em incubatório. **Enciclopédia Biofera**, Centro Científico Conhecer-Goiânia, v.6, n.11, p.1-14, 2010.

ELBAL, M.T.; HERNÁNDEZ, M.P.G.; LOZANO, M.T.; AGULLEIRO, B. Development of the digestive tract of gilthead sea bream (*Sparus aurata* L.). Light and electron microscopic studies. **Aquaculture**, Amsterdã, v.234, p.215-238, 2004.

FAUSTINO, F.; NAKAGHI, L.S.O.; MARQUES, C.; MAKINO, L.C.; SENHORINI, J.A. Fertilização e desenvolvimento embrionário: morfometria e análise estereomicroscópica dos ovos dos híbridos de surubins (pintado, *Pseudoplatystoma corruscans* x cachara, *Pseudoplatystoma fasciatum*). **Acta Scientiarum**, Maringá, v.19, p.49-55, 2007.

FERREIRA, A.V. **Ontogenia inicial e consumo de vitelo em embriões de melanotênia-maçã (*Glossolepis incisus*, Weber, 1907)**. 77pp. Dissertação de Mestrado. Universidade Estadual do Norte Fluminense Darcy Ribeiro, Centro de Ciências e Tecnologias Agropecuárias. Campos dos Goytacazes, Rio de Janeiro, 2007.

FUIMAN, L.A. Growth gradients in fish larvae. **Journal of Fish Biology**, Londres, v.23, p.117-123, 1983.

GÉRAUDIE, J. Comparative fine structure of the actinotrichia (elastoidin) in developing teleost and dipnoi fish fins. In: BARAI, A.; GARRONNE, R. (Eds.) **Biology of Invertebrate and Lower Vertebrate Collezens**, New York: Plenum. 583p. 1985.

GERKING, S.D. **Feeding ecology of fish**, Academic Press, San Diego, 416p. 1994.

GISBERT, E.; WILLIOT, P.; CASTELLO-ORVAY, F. Influence of egg size on growth and survival to early stages of Siberian sturgeon (*Acipenser baeri*) under small scale hatchery conditions. **Aquaculture**, Amsterdã, v. 183, p. 83-94. 2000.

GODINHO, H.P. Estratégias reprodutivas de peixes aplicadas à aqüicultura: bases para o desenvolvimento de tecnologias de produção. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v.31, n.3, p.351-360, 2007.

GODINHO, H.P.; SANTOS, J.E.; SATO, Y. Ontogênese larval de cinco espécies de peixes do São Francisco, p.133-148. In: Godinho, H.P.; Godinho, A.L. (Eds.) **Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas gerais**. Belo horizonte; PUC Minas, 468p. 2003.

GOMIERO, L. M.; BRAGA, F. M. S.; Relação peso-comprimento e fator de condição para *Cichla cf. ocellaris* e *Cichla monoculus* (Perciformes, Cichlidae) no reservatório de Volta Grande, Rio Grande-MG/SP. **Acta scientiarum: Biological Sciences**, Maringá, v. 25, n.1, p.79-86, 2003.

GONZÁLEZ, O.R.M.; FLORES, J.C.B.; DOMINGUES, B.M.P.; VALLE, M.R.G. Descripción histológica Del sistema digestivo em larvas de *Chirostoma humboldtianum* em La primeira alimentación exógena. In: CIVA, p.313-322, 2002. Disponível em: <<http://www.civa2002.org>>. Acesso em 20/01/2011.

HERNÁNDEZ-RUBIO, M.C.; FIGUEROA-LUCERO, G.; BARRIGA-SOSA, I.A.; ARREDONDO-FIGUEROA, J.L.; CASTRO-BARRERA, T. Early development of the shortfin silverside *Chirostoma humboldtianum* (Valenciennes, 1835) (Atheriniformes: Atherinopsidae). **Aquaculture**, Amsterdã, v.261, p.1440-1446, 2006.

HUMPHREY, C.; KLUMPP, D.W.; Pearson, R. Early development and growth of the east rainbowfish, *Melanotaenia splendida splendida* (Peters I). Morphogenesis and ontogeny. **Marine and Freshwater Research**, Melbourn, v. 53, p.17-25, 2003.

HUYSENTRUYT, F.; BRUNAIN, M.; ADRIAENS, D. Ontogeny of the chondrocranium in *Corydoras aeneus* (Gill, 1858) (Callichthyidae, Siluriformes). **Journal of Morphology**, v.269, p.522-532, 2008.

IWAI, T; TANAKA, M. The comparative study of the digestive tract of teleosts larvae - III. Epithelial cells in the posterior gut of halfbreak larvae. **Bulletin of the Japanese Society of Scientific Fisheries**, v.34, n.1, 1968.

JIMENEZ-ROSENBERG, S.P.A.; GONZALEZ-NAVARRO, E.A.; SALDIERNA-MARTINEZ, R.J. Larval, prejuvenile and juvenile development of *Eucinostomus currani*. **Journal of Fish Biology**, Londres, v. 69, p. 28-37. 2006.

KOZARIC, Z.; KUZIR, S.; PETRINEC, Z.; GJURCEVIC, E.; BOZIC, M. The Development of the Digestive Tract in Larval European Catfish (*Silurus glanis* L.). **Anatomy, Histology and Embryology**, v.37, p.141-146, 2008.

KLIMOGIANNI. A.; PYRENS, K.G.; ZOULIOTI, A.; TRAKOS, G. Ontogeny of embryonic and yolk-sac stage og the saporid sharpsnout sea bream (*Diplodus puntazzo* Cetti, 1777). **Journal of fishery Aquatic Science**, Ontário, v.6, n.1, p.62-73, 2011.

KUBITZA, F. Coletânea de informações aplicadas sobre o cultivo do Tambaqui, do Pacu e de outros peixes redondos. **Panorama da Aquicultura**, Rio de Janeiro, v.14, n.82, 2004a.

LADIG, T.E.; SAKUMA, K.M.; NISHIMOTO, M.M. Description of pelagic larval and juvenile stripetail rockfish, *Sebastes saxicola* (family Scorpaenidae), with an examination of larval growth. **Fishery Bulletin**, Washington, v. 94, p. 289-299. 1996.

LANGILLE R.M.; HALL, B.K. Development of the head skeleton of the Japanese Medaka. *Oryzias latipes* (Teleostei). **Journal of Morphology**, v.193, p.135-187, 1987.

LASKER R.; FEDER, H. M.; THEILACKER, G. H.; MAY, R. C. Feeding, growth and survival of *Engraulis mordax* larvae reared in the laboratory. **Marine Biology**, v.5, p.345-353, 1970.

LOPES, R.N.M.; SENHORINI, J.A.; SOARES, M.C.F. Crescimento e sobrevivência de larvas de matrinxã *Brycon cephalus* Gunther, 1869, (Pisces, Characidae) sob diferentes dietas alimentares. **Boletim Técnico do CEPTA**, São Paulo, v.7, p.41-48, 1994.

LE CREN, E.D. The length-weight relationship and seasonal cycle in gonad weight and condition in the perch (*Perca fluviatilis*). **Journal of Animal Ecology**, Oxford, v. 20, p. 201-219, 1951.

LEIN, I; HOLMEFJORD, I; RYE, M. Effects of temperature on yolk sac larvae of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus* L.). **Aquaculture**, Amsterdã, v.157, p.123-135, 1997.

LEMOES, J.R.G.; TAVARES-DIAS, M.; MARCON, J.L.; LEMOS, P.E.M.; AFFONSO, E.G.; ZAIDEN, S.F. Relação peso-comprimento e fator de condição em espécies de peixes ornamentais do Rio Negro, Estado do Amazonas (Brasil). In: CONGRESSO IBEROAMERICANO VIRTUAL DE ACUICULTURA, 4., 2006. CIVA 2006. Zaragoza: Revista Aquatic, 2007, p.721-725.

MACIEL, C.M.R.R. **Ontogenia de larvas de piraicanjuba, *Brycon orbignyanus Valenciennes (1849)* (Characiformes, Characidae, Bryconinae)**. 229p. Tese de Doutorado. Universidade Federal de Viçosa, Minas Gerais, 2006.

MACIEL, C.M.R.R.; MACIEL Jr., A.; DONZELE, J.L.; LANNA, E.A.T.; MENIN, E. Desenvolvimento morfológico das larvas de *Hoplias lacerdae* Miranda Ribeiro, 1908 (Characiformes, Erythrinidae), da eclosão até a metamorfose, relacionado com a capacidade de capturar alimento exógeno. **Biotemas**, v.22, n.3, p.103-111, 2009.

MAI, M.G. Estudos da ontogenia e da alimentação inicial de larvas de peixes, com ênfase em douras *Salminus brasiliensis* (Characiformes, Characidae). 97p. Tese de Doutorado. Universidade Federal de São Carlos, São Paulo, 2009.

MATKOVIC, M.; PISANÓ, A. Estudo macro Y microscópico Del desarrollo de *Hoplias malabaricus* (Pisces, Erythrinidae). I. Fase larval. **Revista Brasileira de Biologia**, São Paulo, v.49, n.2, p.553-569, 1989.

MEIJIDE, F.J.; GUERREIRO, G.A. Embryonic and larval development of a substrate brooding cichlid *Cichalssoma dimerus* Heckel, 1840) under laboratory conditions. **Journal of Zoology**, London, v.252, p.481-493.

MIKAI, Y. Role of free neuromasts in larval: larval feeding of willow shiner *Gnathopogon elongatus cearulescens* Teleostei, Cyprinidae. **Fisheries Science**, v.72, p.705-709, 2006.

MORRISON, C.M.; MIYAKE, T.; WRIGHT, Jr., J.R. Histological study of the development of embryo and early larva of *Oreochromis niloticus* (Pisces: Cichlidae). **Journal of Morphology**, New York, v.247, p.172-195.

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. 378 p.

NAKATANI, K.; BAUMGARTNER, G.; BAUMGARTNER, M.S.T. Larval development of *Plagioscion squamosissimus* (Heckel) (Perciformes, Sciaenidae) of Itaipu Reservoir (Parana river, Brazil). **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v.14, n.1, p.35-44. 1997.

NAKATANI, K.; BAUMGARTNER, G.; LATINI, J.D. Morphological description of larvae of the mapara *Hypophthalmus edentatus* (Spix) (Osteichthyes, Hypophthalmidae) in the Itaipu Reservoir (Parana river, Brazil). **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v. 15, n. 3, p. 687-696. 1998.

NEUMANN, E. **Desenvolvimento inicial de jutuvarana *Brycon amazonicus* (TELEOSTEI, CHARACIDAE)**. 108 p. Tese de Doutorado. Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, São Paulo, 2008.

OLIVEIRA, A.M.B.M.S.; CONTE, L.; CYRINO, J.E.P. Produção de Characiformes autóctones. In: CYRINO, J.E.P; URBINATI, E.C.; FRACALLOSSI, D.M.; CASTAGNOLLI, N. (Eds.) **Tópico especiais em piscicultura de água doce tropical intensiva**. São Paulo, TacArt, 2004. p.217-224.

OSSE, J.W.M. Form Changes in fish larvae in relation to changing demands of function. **Journal of Zoology**, Netherlands, v.40, p. 362-385 1990.

OSSE, J.W.M.; VAN DEN BOOGAART, J.G.; VAN SNIK, G.M.J.; VAN DER SLUYS, L. Priorities during early growth of fish larvae. **Aquaculture**, Amsterdã, v.155, p.249-258, 1997.

OSSE, J.W.M.; VAN DEN BOOGAART, J.G.M. Dynamic morphology of fish larvae, structural implications of friction forces in swimming, feeding and ventilation **Journal Fish Biology**, Londres, v.55, p.156-174, 1999. Article No. jfbi.1999.1071. Diponível em: <http://www.idealibrary.com>. Acesso em: 13/03/2011.

PAVLOV, D.A. Features of transition from larva to juvenile in fishes with different types of early ontogeny. **Environmental Biology of Fishes**, v.56, p.41-52. 1999.

REID, H.P.; HOLDWAY, D.A. Early development of the Australian crimson-spotted rainbowfish, *Melanotaenia fluviatilis* (Pisces: Melanotaeniidae). **Marine Freshwater Research**, v.46, p.475-480. 1995

REYNALTE-TATAJE, D.; ZANIBONI-FILHO, E.; MUELBERT, B. Stages of the embryonic development of the piavuçu *Leporinus macrocephalus* (Garavello & Britski, 1988). **Acta Scientiarum**, Maringá, v.23, n.4, p.823-827, 2001.

REYNALTE-TATAJE, D.; ZANIBONI-FILHO, E.; ESQUIVEL, J.R. Embryonic and larvae development of piracanjuba, *Brycon orbignyanus* Valenciennes, 1849 (Pisces, Charecidae). **Acta Scientiarum**, Maringá, v.26, n.1, p.67-71. 2004.

RICHARDS, W.J. **Early Stages of Atlantic Fishes - An Identification Guide for the Western Central North Atlantic**. 2006. Vol. I. Florida: Taylor & Francis Group. p.5-14.

RISTOVSKA, M.; KARAMAN, B.; VERRAES, W.; ADRIAENS, D. Early development of the chondrocranium in *Salmo letnica* (Karaman, 1924) (Teleostei: Salmonidae). **Journal of Fish Biology**, London, v.68, p.458-480, 2006a.

RISTOVSKA, M.; KARAMAN, B.; VARRAES, W.; ADRIAENS, D. Early development of the postcranial axial skeleton in *Salmo letnica* (Karaman, 1924) (Teleostei: Salmonidae). **Journal of Fish Biology**, London, v.68, p.458-480, 2006b.

RODRIGUEZ, J.A.; ALPIREZ, O.; MURILLO, R. Desarrollo larval de *Cichlasoma managuense* (Pisces: Cichlidae) em condiciones de laboratorio. **Brenesia**, San Jose, Costa Rica, v.31. p.11-20. 1989.

SANCHES, P.V.; BAUMGARTNER, G.; BIALETZKI A.; RODRIGUES, M.S.; GOMES, F.D.C.; NAKATANI, K.; BARBOSA, N.D.C. Caracterização do desenvolvimento inicial de *Leporinus friderici* (Osteichthyes, Anostomidae) da bacia do rio Paraná, Brasil. **Acta Scientiarum**, Maringá, v.23, n.2, p. 383-389, 2001.

SANTOS, G.M.; FERREIRA, E.J.G.; ZUANON, J.A.S. **Peixes comerciais de Manaus**. Manaus: Ibama/AM, ProVárzea, 2006. p.144.

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, p.224-268. In: GODINHO e GODINHO, A.L. **Água, peixes e Pescadores do rio São Francisco das Minas Gerais, Belo Horizonte**. CNPq/PADCT, Editora PUC Minas 440 p. 2003.

SEIXAS-FILHO, J.T.; BRÁS, J.M.; GOMIDE, A.T.M.; OLIVEIRA, M.G.A.; DONZELE, J.L.; MENIN, E. Anatomia funcional e morfometria dos intestinos e cecos pilóricos do Teleostei (Pisces) de água doce *Brycon orbignyanus* (Valenciennes, 1849) **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v.29, n.2, p.313-324, 2000.

SENHORINI, J.A.; FIGUEREDO, G.M.; FONTES, N.A.; CAROLSFELD, J. larvicultura e alevinagem do “pacu” *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887), “tambaqui” *Colossoma macropomum* (Cuvier, 1818) e seus respectivos híbridos. **Boletim Técnico CEPTA**, São Paulo, v.1, n.2, p.19-30. 1988.

SILVA, A.B.; CARNEIRO SOBRINHO, A.; MELO, F.R. Desova induzida de tambaqui, *Colossoma macropomum* Curvier, 1818, com o uso de hipófise de curimatã comum, *Prochilodus cearensis* Steindachner. Fortaleza: **Boletim Técnico DNOCS**, p.519-531.

SILVA, J.W.B.; CAMINHA, M.I. O.; NOBRE, M.I.S.; BARROS-FILHO, F.M. Resultados de um ensaio sobre o cultivo do híbrido do tambaqui, *Colossoma macropomum* CUVIER, 1818, com a pirapitinga *C. brachypomum* CUVIER, 1818, realizado no centro de pesquisa ictiológico “Rodolpho Von Ihering” (Pentecostes, Ceará, Brasil). **Ciência Agrônômica**, Fortaleza, v.17, n.2, p.7-18, 1986.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; BRAGA, F.M.S. The feeding activity of *Colossoma macropomum* larvae (tambaqui) in fishponds with water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) fertilizer. **Brazilian Journal of Biology**, São Paulo, v.67, p.459-466, 2007.

SOUZA, W.T.Z.; SEVERI, W. Desenvolvimento inicial de larvas de *Rhaphiodon vulpinus* Agassiz (Characiformes, Cynodontidae). **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v.19 n.1 p.85-94, 2002.

SOUZA, W.T.Z.; SEVERI, W. Desenvolvimento larval inicial de *Helostoma temminckii* Cuvier & Valenciennes (Helostomatidae, Perciformes). **Revista Brasileira de Zoologia**, Curitiba, v. 17, n. 3, p. 637-644. 2000.

TENGJAROENKUL, B.; SMITH, B.J., SMITH, S.A.; CHATREEWONGSIN, U. Ontogenic development of the intestinal enzymes of cultured Nile tilapia, *Oreochromis niloticus* L. **Aquaculture**, Amsterdã, v.211, p. 241-251, 2002.

UNIVERSIDADE FEDERAL DE VIÇOSA-UFV. **Sistema de análises estatísticas e genéticas-SAEG**. Versão 8.0. Viçosa, MG, 2000. 142p.

VAN SNIK, G. M. J.; VAN DEN BOOGAART, J. G. M.; OSSE, J. W. M.. Larval growth patterns in *Cyprinus carpio* and *Clarias gariepinus* with attention to the finfold. **Journal of Fish Biology**, Londres, v.50, p.1339-1352, 1997.

WAGEMANS, F; VANDEWALLE P. 1999. Development of the cartilaginous skull in *Solea solea*: Trends in pleuronectiforms. **Annales des Sciences Natureles**, Paris, v.1, p.39-52, 1999.

WOYNAROVICH, E. **Tambaqui e pirapitinga; propagação artificial e criação de alevinos**. Brasília: CODEVASF, 1988.

CONSUMO DE VITelo EM LARVAS DE TAMBATINGA (*Colossoma macropomum*, FÊMEA X *Piaractus brachypomus*, MACHO).

RESUMO

As larvas de tambatinga eclodiram em uma incubadora cilindro-cônica de fluxo ascendente e volume de 200L e após três dias foram transferidas para um tanque escavado, previamente adubado com esterco bovino. Após a eclosão, amostras de 30 larvas foram coletadas a cada 8,0 horas, durante 30 dias experimentais. As amostras foram fixadas em solução formol 4% tamponado e após 48,00h transferidas para solução de álcool 70%. Posteriormente as amostras foram levadas ao microscópio óptico, onde foram observadas e caracterizadas. Com o auxílio de uma ocular micrométrica realizou-se a medida das seguintes variáveis morfométricas: comprimento da vesícula de vitelo (CV); altura da vesícula de vitelo (AV); comprimento padrão (CP); comprimento total (CT); altura do corpo (AC); comprimento da cabeça (CCa) e altura da cabeça (ACa). Os valores de CV e AV forneceram os volumes de vitelo e ao longo das idades descreveu-se o perfil de consumo do vitelo das larvas de tambatinga que descrito pela equação $\hat{y} = (2,6063 \times 10^{-7})x^4 - (2,3716 \times 10^{-5})x^3 + (7,0540 \times 10^{-4})x^2 - (8,8986 \times 10^{-3})x + 0,6900$, $R^2_{ajust.} = 0,9882$, $P < 0,05$. As demais medidas forneceram o comportamento das respectivas variáveis morfométricas durante o consumo de vitelo pelas larvas, bem como as relações alométricas entre eles. Com a equação encontrada para o consumo de vitelo determinou-se o momento da exaustão das reservas endógenas de vitelo em 82,98 horas pós-eclosão (hpe), embora a vesícula vitelínica tenha sido verificada até 112 hpe. No período final das reservas de vitelo entre 72 e 92 hpe as larvas não apresentaram crescimento indicando que os valores residuais de vitelo não eram mais suficientes para a adequada nutrição das larvas. Nesse mesmo período ocorreu o início da alimentação exógena e o não crescimento indicou que as larvas não estavam aptas nesse momento a se nutrirem desse alimento exógeno.

Palavras-chaves: vitelo, larvas, ontogenia, tambatinga, híbrido.

YOLK COMSUMPTION ON EARLY LIFE HISTORY OF TAMBATINGA YOLK-SAC LARVAE (*Colossoma macropomum*, FEMALE X *Piaractus brachypomus*, MALE).

ABSTRACT

The larvae hatched in an incubator tambatinga cylinder-conical upward flow and volume of 200L and after three days were transferred to a tank excavated previously fertilized with manure. After hatching, 30 larvae samples were collected every 8.0 hours for 30 days trial. The samples were fixed in 4% buffered formalin solution and after 48.00 h transferred to 70% alcohol solution. Subsequently the samples were taken under an optical microscope, where they were observed and characterized. With the aid of an ocular micrometer was held on the following morphometric variables measured: length of the yolk vesicle (CV), height of the yolk vesicle (AV), standard length (CP), total length (TL), body height (AC), head length (CCa) and head height (ACA). The values of CV and AV provided the volumes of calf and over the ages described the consumption profile of the calf larvae tambatinga that described by the equation $\hat{y} = (2,6063 \times 10^{-7})x^4 - (2,3716 \times 10^{-5})x^3 + (7,0540 \times 10^{-4})x^2 - (8,8986 \times 10^{-3})x + 0,6900$, $R^2_{\text{adjust.}} = 0,9882$, $P < 0,05$. The other measures provided the behavior of the morphometric parameters during yolk consumption by tambatinga larvae, as well as allometric relations between them. With the equation found for the yolk consumption was determined the moment of yolk exhaustion in 82.98 hours post-hatching (hph), but the the yolk sac has been verified up to 112 hph. At the final period of yolk reserves of between 72 and 92 hph tambatinga larvae showed no growth indicating that the residual yolk values were not sufficient for adequate larvae nutrition. In the same period occurred the onset of exogenous feeding and the absence of growth at this moment indicated that the first feeding larvae were not able at this time to use that exogenous feed.

Key-words: yolk, larvae, ontogeny, tambatinga, hybrid

INTRODUÇÃO

Em peixes teleósteos ocorre uma vesícula extraembrionária que contem o vitelo, o alimento embrionário responsável por nutrir os animais durante um período de desenvolvimento (BLAXTER, 1988; KAMLER, 2002). Os glóbulos de vitelo são ricos em lipoproteínas, fosfoproteínas e gotas de lipídio, compostas principalmente de triglicerídios (HIRAMATSU et al., 2002). O vitelo funciona como uma reserva de nutrientes, hormônios e enzimas para o desenvolvimento do embrião e posteriormente para a larva vitelina. (KAMLER, 2002).

A energia absorvida do vitelo é fracionada principalmente em energia investida na diferenciação de tecidos e energia gasta na respiração. Não há produção de fezes antes do início da alimentação exógena, mas uma pequena parte de energia é excretada como excreção nitrogenada (KAMLER, 2002). O tamanho da vesícula, a qualidade de seus nutrientes, e a taxa de absorção das reservas de vitelo pelas larvas são características que variam entre as espécies (KAMLER, 2002; SANTOS e AGOSTINHO et al., 1994). Além disso, os requerimentos nutricionais se alteram ao longo do desenvolvimento larval, dependendo de fatores ambientais, principalmente a temperatura (OJANGUREN et al., 1999).

Larvas de ovos grandes normalmente apresentam reservas maiores de vitelo e larvas de ovos pequenos apresentam volumes reduzidos da vesícula vitelínica (BLAXTER e HEMPEL, 1963; AHLSTROM e MOSER, 1980). Larvas de espécies pelágicas apresentam gotas de lipídios na vesícula vitelina, que está associada à flutuação dos ovos, já larvas de espécies demersais não apresentam gota de lipídios (AHLSTRON e MOSER, 1980). A duração do consumo de vitelo pode levar de dias a meses (KAMLER, 2002) e larvas altriciais de espécies de peixes tropicais brasileiros apresentam pouco volume de vitelo que é consumido em poucos dias (NAKATANI et al., 2001).

Antes de se esgotarem as reservas vitelínicas as larvas de peixes devem iniciar a alimentação de exógena e esse vem sendo apontado como um momento crítico no desenvolvimento das larvas (KJORSVIK et al., 1991; YÚFERA e DARIAS, 2007; SHAN

et al., 2008) e é onde ocorrem as maiores mortalidades (GERKIN, 1994; DOU et al., 2002; PORTELLA, 2004). Esse período também é influenciado pela espécie e por fatores exógenos e precisa estar bem definido, para as espécies de cultivo, para que as larvas recebam alimento disponível no momento adequado sem o qual acarretará em altas mortalidades e prejuízo da produção (GISBERT et al., 2004).

O volume do saco vitelínico pode ser calculado utilizando-se várias equações dependendo da forma dessa vesícula: elipsoidal, esférica, piriforme e/ou cônica, ou ainda cilíndrica e o cálculo desses volumes ao longo do tempo nos fornecem informações sobre quando esse vitelo é utilizado ao longo do desenvolvimento (KAMLER, 2007). Com a utilização dos cálculos de volume ao longo do tempo também é possível observar a intensidade do consumo de vitelo e suas variações ao longo período de consumo (BLAXTER e HEMPEL, 1963).

A tambatinga é um híbrido produzido pelo cruzamento entre o macho da pirapitinga (*Piaractus brachypomus*) e a fêmea do tambaqui (*Colossoma macropomum*) e tem um grande potencial produtivo, pois incorpora as qualidades zootécnicas do tambaqui e da pirapitinga (KUBITZA, 2004; BOTERO et al., 2004; FAUSTINO et al., 2007). A tambatinga possui rastros branquiais mais desenvolvidos que os da pirapitinga, possibilitando maior eficiência no processo de utilização do fitozooplâncton da água de cultivo. É um híbrido que possui facilidade de alcançar o peso comercial em curto período de produção, e utiliza baixos níveis de proteína bruta na dieta complementar, o que representa economia no custo de ração (KUBITZA, 2004).

A larvicultura da tambatinga vem sendo amplamente realizada no Brasil (GODINHO, 2007), mas é um processo baseado em protocolos gerais para peixes redondos, não levando em conta demandas particulares destas larvas (KUBITZA, 2004). É um animal ainda pouco estudado e não existem trabalhos sobre o consumo de vitelo das larvas durante o seu desenvolvimento inicial deste híbrido. Sendo assim, o trabalho teve por objeto descrever o avaliar o consumo de vitelo em larvas de tambatinga.

MATERIAL E MÉTODOS

O experimento foi conduzido nas dependências do laboratório do Instituto/ONG Projeto Piabanha, localizado no Município de Itaocara, Região Norte do Estado do Rio de Janeiro, latitude 21° 41' 15" S e longitude 42° 03' 45" W.

Os embriões de tambatinga foram obtidos através de reprodução induzida entre um macho de pirapitinga (*Piaractus brachypomus*) e uma fêmea de tambaqui (*Colossoma macropomum*), do plantel de reprodutores do Projeto Piabanha, através do método de indução com extrato bruto de hipófise de carpa (WOYNAROVICH e HORVÁTH, 1980).

A mistura dos gametas ocorreu a seco em bacias plásticas, com o auxílio de uma colher plástica. Após a mistura aguardou-se o período de um minuto para a hidratação dos ovos. Os ovos hidratados foram transferidos, nas mesmas bacias plásticas, para uma incubadora cilíndrica de fluxo ascendente e com capacidade de 200,00L. A densidade de ovos na incubadora foi calculada por amostragem de ovos em recipiente de vidro de 200,00 mL e sua posterior extrapolação para 200,00L, sendo calculada a densidade de 2.500 ovos.L⁻¹.

A eclosão ocorreu às 6:00h e esse momento foi estabelecido como a hora zero do experimento. A partir desse momento coletaram-se 30 larvas, a cada 8,00 horas, durante 10 dias, sempre às 6:00; 14:00 e 22:00h, totalizando 240 horas experimentais. As larvas foram coletadas com auxílio de peneiras e pipetas plásticas, transferidas para vidros de relógio, eutanaziadas em solução de formol 0,40% e posteriormente transferidas para frascos contendo solução formol 4,00% tamponado. Após o período de 48h, a solução foi substituída por solução de álcool 70,00%, para conservação e posterior análise.

As larvas permaneceram na incubadora até 80,00 horas pós-eclosão e após esse momento foram transferidas para um tanque escavado de 2.100,00m², previamente adubado, e a coletas passaram a ser realizadas no tanque. As coletas no tanque foram realizadas, utilizando-se de rede com malha 500,00 micra, a cada 8,00 horas, sempre as 6:00, 14:00 e 22:00h.

Para a descrição do período larval as amostras de 30 larvas, de cada horário de coleta, foram observadas, caracterizadas e medidas em microscópio óptico JENAMED2 em aumentos de 2,5X e 10X, dotado de ocular micrométrica, e posteriormente em microscópio estereoscópio. Em cada observação as larvas foram caracterizadas quanto à presença de estruturas morfológicas. Também foi observado o nível de desenvolvimento das estruturas observadas em diferenciação.

As definições para os estádios larvais, ao longo das observações do desenvolvimento, foram determinadas sempre que mais de 50% das larvas se encontrou no mesmo momento de desenvolvimento apresentando os mesmos aspectos morfofisiológicos.

Com as amostras de 30 larvas, de cada horário de coleta, foram realizadas as seguintes medidas: Comprimento da Vesícula de Vitelo (CV); Altura da Vesícula de Vitelo (AV); Comprimento Padrão (CP); Altura do Corpo (AC) e Peso (P). Com as medidas tomadas foi possível realizar a regressão dessas variáveis (Y) com o tempo, em horas pós-eclosão (HPE) (X) e demonstrar os comportamentos ao longo do desenvolvimento.

Com as medidas de CV e AV foi possível calcular os volumes de vitelo (VV) em cada idade amostrada, através da aplicação da fórmula proposta por Blaxter e Hampel (1963).

$$VV = \frac{\pi \cdot CV \cdot AV^2}{6}$$

Com o quociente de AV/CV também foi possível descrever as relações alométricas entre essas variáveis. Com as medidas de CP, AC e P foi possível descrever as relações alométricas com VV, dadas pelos quocientes de VV/CP; VV/AC e VV/P. As regressões entre os valores dos quocientes (Y) e hora pós-eclosão (X) forneceram as curvas que demonstraram os comportamentos alométricos. Incrementos nos valores da relação ao longo do tempo indicaram alometria positiva, a variável na posição de numerador cresce mais do que a variável na posição de denominador. Decréscimos nos valores da relação ao longo do tempo indicaram alometria negativa, a variável na

posição de numerador cresce menos do que a variável na posição de denominador. Valores constantes da relação indicaram isometria, ambas as variáveis apresentam comportamento diretamente proporcional.

As medidas foram realizadas utilizando-se uma ocular micrométrica acoplada ao microscópio óptico e, posteriormente, uma placa de petri com papel milimetrado, em microscópio estereoscópio. O peso foi obtido com a média do peso total das amostras ($n=30$) com o auxílio de balança analítica de 0,0001g. O experimento contou com a observação de 30 amostras contendo 30 animais cada, totalizando 900 larvas.

Os valores de temperatura (C°) da água da incubadora foram monitorados durante todo o período de incubação, sempre a cada hora com, o auxílio de um termômetro de coluna de mercúrio. Após a transferência das larvas para o tanque escavado, a temperatura passou a ser verificada três vezes ao dia, sempre junto com cada coleta, às 6:00; 14:00 e 22:00h.

Os valores de pH da água de incubação foram mensurados com o auxílio de pontenciômetro digital para pH modelo pHTEC, de bancada e foram mensurados sempre a cada hora junto com a temperatura.

Para os valores de oxigênio dissolvido (OD) na água de incubação assumiram-se valores relativos adequados uma vez que o sistema de incubação foi dotado de um sistema aberto com fluxo constante de água de $10L.s^{-1}$ e o tanque escavado manteve fluxo constante de água com entrada diária de 5% do volume total

As idades das larvas foram definidas como larva recém-eclodida, 0 hora (Lh_0); larva 8 horas (Lh_8); larva 16 horas (Lh_{16}) e assim sucessivamente até larvas com 240 horas pós-eclosão (Lh_{240}). As definições descritas para larvas, utilizadas nesse trabalho, seguiram as terminologias propostas segundo Kendall et al. (1984).

Os dados experimentais foram organizados e trabalhados em programa Excel para a abtenção dos resultados. As curvas de regressão foram obtidas através de ferramenta estatística, o programa SAEG (UFV, 2000).

RESULTADOS

Os valores médios para os parâmetros físico-químicos da água durante o período experimental, foram mensurados primeiramente na incubadora onde foram observados os valores médios $28,53 \pm 0,9358$ °C para a temperatura e $6,58 \pm 0,2713$ para o pH. Posteriormente ocorreu a mensuração da água do tanque escavado onde verificou-se os valores médios de $31,59 \pm 1,5357$ °C para a temperatura e $7,60 \pm 0,8624$ para o pH.

Ao final do período experimental a relação encontrada entre VV e HPE foi uma equação polinomial (figura 01) e a regressão de VV (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação:

$$\hat{y} = (2,6063 \times 10^{-7})x^4 - (2,3716 \times 10^{-5})x^3 + (7,0540 \times 10^{-4})x^2 - (8,8986 \times 10^{-3})x + 0,6900$$

$R^2_{\text{ajust.}} = 0,9882, P < 0,05.$

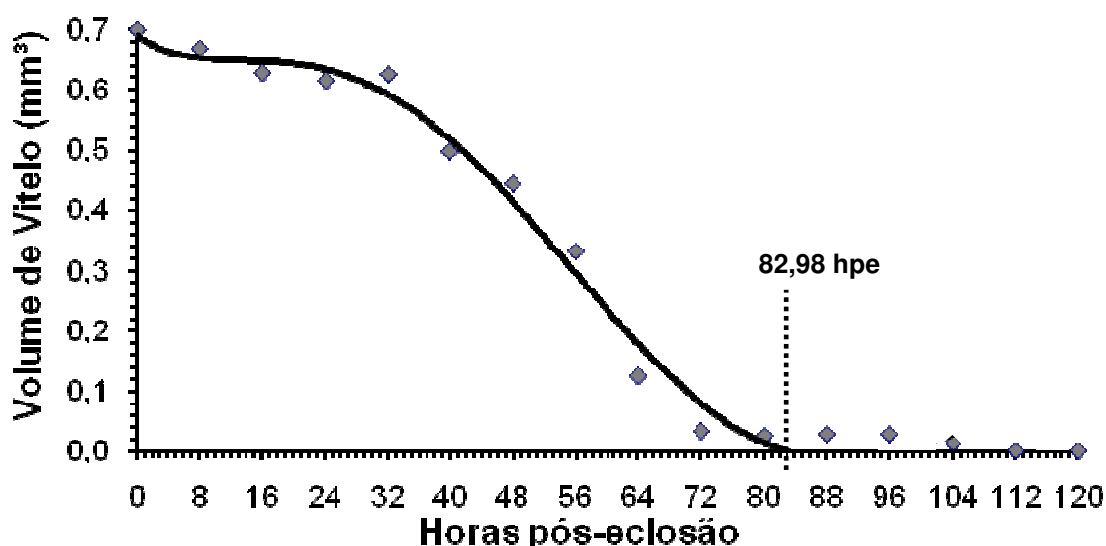


Figura 01. Relação entre o volume de vitelo e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

Nas larvas recém-eclodidas (Lh_0) de tambatinga a vesícula de vitelo estava presente e foi observado que esta possuía a forma oval. Em Lh_0 também foi verificada a ausência da boca e presença de vesícula óptica ainda despigmentada. Nesse momento verificaram-se os valores médios de $1,369 \pm 0,098$ mm para CV; de $0,913 \pm 0,060$ mm

para AV, $3,2109 \pm 0,0929$ mm para CP; de $1,0108 \pm 0,0605$ mm para AC e de $1,0297$ g para P. Para as Lh₀ de tambatinga foi encontrado valor médio de volume de $0,6986 \pm 0,095$ mm³ de vitelo na vesícula vitelínica.

Os valores dos volumes de vitelo inicialmente apresentaram baixa variação entre os valores médios até Lh₃₂, onde foi verificado $0,6256$ mm³ de vitelo. Em Lh₃₂ também pôde ser evidenciado valores médios de $5,34 \pm 0,26$ mm para CP e $1,0286 \pm 0,1281$ mm para AC que representaram incrementos de 64,86% e 1,76% respectivamente. Além dos parâmetros morfométricos, verificou-se que as larvas apresentavam boca, arcos branquiais, nadadeira peitoral e o coração com duas câmaras (átrio e ventrículo).

Após Lh₃₂ ocorreram maiores decréscimos entres os valores das amostras, o que pôde ser evidenciado até Lh₇₂. Entre as amostras Lh₇₂ e Lh₉₆ pode ser verificado que os volumes de vitelo se mantiveram em torno do valor médio de $0,02924 \pm 0,0025$ mm³ de vitelo o que correspondeu a $4,1853 \pm 0,3525$ % dos valores iniciais de vitelo em Lh₀, indicando que após três dias pós-eclosão os volumes de vitelo se mantiveram estáveis. Entre Lh₇₂ e Lh₉₆ foi verificado que CP também se manteve estável em valores em torno de $5,9623 \pm 0,1463$ mm, o que correspondeu a incrementos de 85,6904%. Durante esse período foi verificado em Lh₈₈ a presença de partículas alimentares e ao final desse período, em Lh₉₆, a presença de neuromastos, melanóforos, vesícula óptica completamente pigmentada e a bexiga natatória.

Em Lh₁₀₄ os volumes de vitelos encontrados foram de $0,0137$ mm³ e posteriormente, em Lh₁₁₂, $0,0013$ mm³, que representaram níveis de 1,9663% e 0,1872% respectivamente, dos valores iniciais em Lh₀.

Em Lh₁₂₀ não foi mais observada a presença de vesícula vitelínica, e nesse momento verificou-se nas amostras $6,6325 \pm 0,2513$ mm de CP e $1,2481 \pm 0,1030$ mm de AC que representaram incrementos de 106,56% e 23,47%, respectivamente, em relação aos valores iniciais em Lh₀. Através da equação de regressão da relação entre VV e HPE foi possível determinar que o volume zero de vitelo ocorreu em 82,98 hpe.

A metade do período de consumo também foi verificado, através da equação de regressão da relação entre VV e HPE, que ocorreu em 41,4881 hpe. Para esse valor foi calculou-se o consumo de $0,5009$ mm³ de vitelo que correspondeu a 71,6698% das

reservas iniciais de vitelo e um consumo de 28,3302% nesse período. O consumo de vitelo em porcentagem está demonstrado na figura 02.

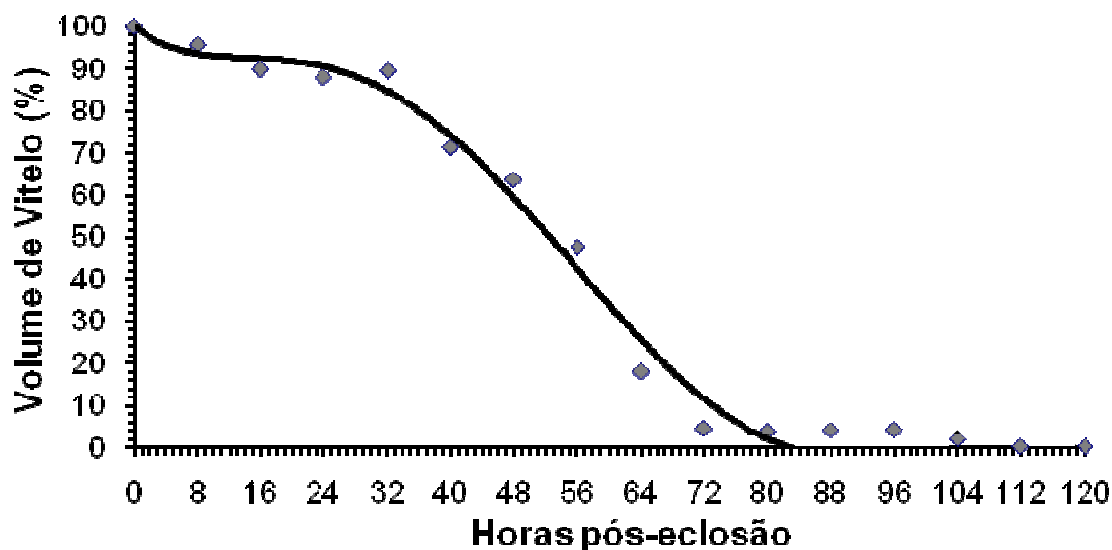


Figura 02. Porcentagem dos níveis de vitelo ao longo das horas pós-eclosão das larvas de tambatinga.

A relação encontrada entre CV e HPE foi uma equação polinomial (figura 03) e a regressão de CV (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação:

$$\hat{y} = -(1,8739 \times 10^{-12})x^6 - (1,1202 \times 10^{-9})x^5 + (4,1154 \times 10^{-7})x^4 - (4,0598 \times 10^{-5})x^3 + (1,2621 \times 10^{-3})x^2 - 1,2771 \times 10^{-2}x + 1,6222, R^2_{ajust.} = 0,9937, P < 0,05.$$

Os valores de CV sofreram decréscimos em menor intensidade até Lh₃₂ e posteriormente foi observado uma intensificação no decréscimo dos valores de CV até a Lh₇₂. A partir de Lh₇₂ observaram-se menores nos decréscimos dos valores de CV até exaustão da vesícula em Lh₁₂₀.

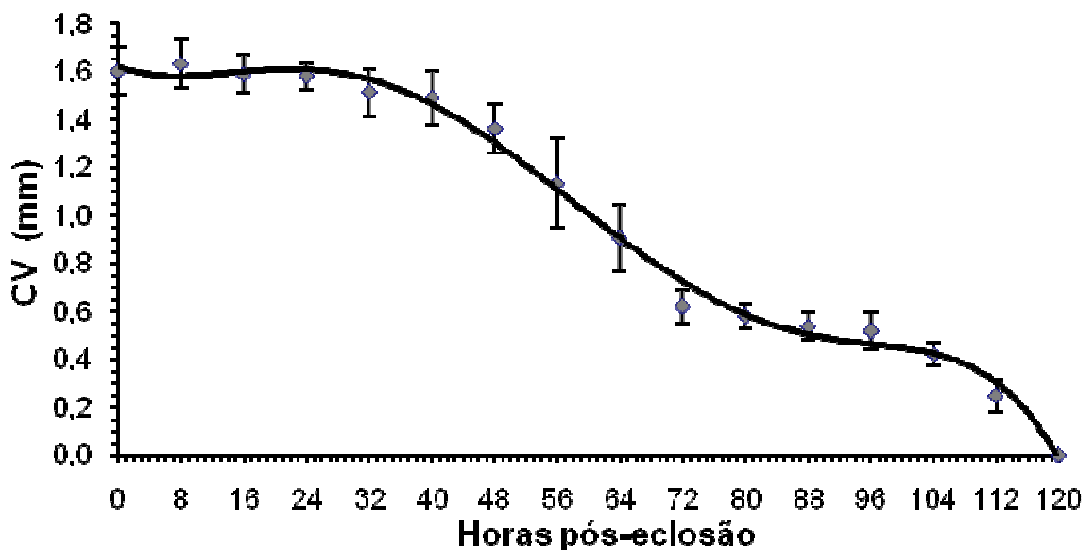


Figura 03. Relação entre o comprimento da vesícula vitelínica (CV) e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

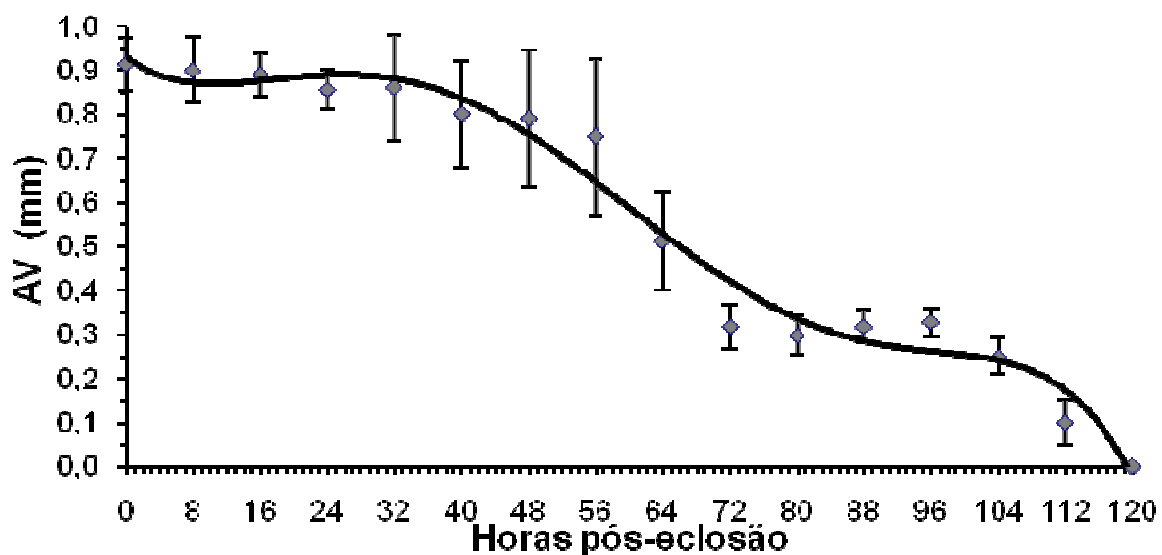


Figura 04. Relação entre a altura da vesícula vitelínica (AV) e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

A relação encontrada entre AV e HPE foi uma equação polinomial (figura 04) e a regressão de AV (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação:

$$\hat{y} = -(2,0128 \times 10^{-12})x^6 - (4,8571 \times 10^{-10})x^5 + (2,5186 \times 10^{-7})x^4 - (2,8002 \times 10^{-5})x^3 + 1,0381 \times 10^{-3}x^2 - (1,3708 \times 10^{-2})x + 0,92730, R^2_{ajust.} = 0,97443, P < 0,05.$$

Os valores de AV sofreram decréscimos em menor intensidade até Lh₄₈ e posteriormente foi observado uma intensificação no decréscimo dos valores de AV até a Lh₇₂. A partir de Lh₇₂ observaram-se menores nos decréscimos dos valores de AV até exaustão da vesícula em Lh₁₂₀.

A relação encontrada entre CP e HPE foi uma equação polinomial (figura 05) e a regressão de CP (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação:

$$\hat{y} = (1,8626 \times 10^{-10})x^5 - (1,2715 \times 10^{-7})x^4 + (3,1312 \times 10^{-5})x^3 - (3,2233 \times 10^{-3})x^2 + 1,4970 \times 10^{-1}x + 2,9528, R^2_{\text{ajust.}} = 0,9925, P < 0,05.$$

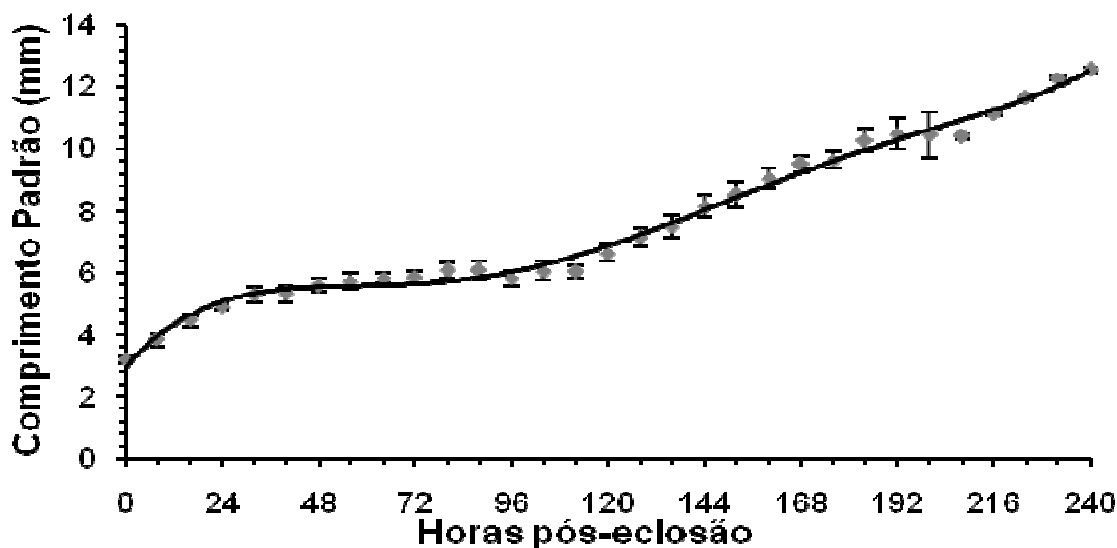


Figura 05. Relação entre o comprimento padrão e a horas pós-eclosão das larvas de tambatinga.

Os valores de CP das larvas de tambatinga após a eclosão evoluíram com diferenças progressivamente menores entre as médias das amostras, o que foi observado até Lh₉₆, onde foi verificado o valor médio de $5,8166 \pm 0,2432$ mm. Após essa amostra, os valores médios das amostras apresentaram incrementos progressivamente maiores até Lh₂₄₀, onde se verificou o valor médio $12,5400 \pm 0,0572$ mm, que representou um incremento de 290,55% ao valor verificado em Lh₀.

Com a equação de regressão entre CP e HPE foi possível identificar que ao momento da exaustão do vitelo em 82,9763 hpe, o valor de CP foi de 5,7754mm.

A relação encontrada entre AC e HPE foi uma equação polinomial (figura 06) e a regressão de AC (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação:

$$\hat{y} = -(5,7826 \times 10^{-9})x^4 + (3,0316 \times 10^{-6})x^3 - (3,8407 \times 10^{-4})x^2 + (1,5628 \times 10^{-2})x + 0,9041, R^2_{\text{ajust.}} = 0,9922, P < 0,05.$$

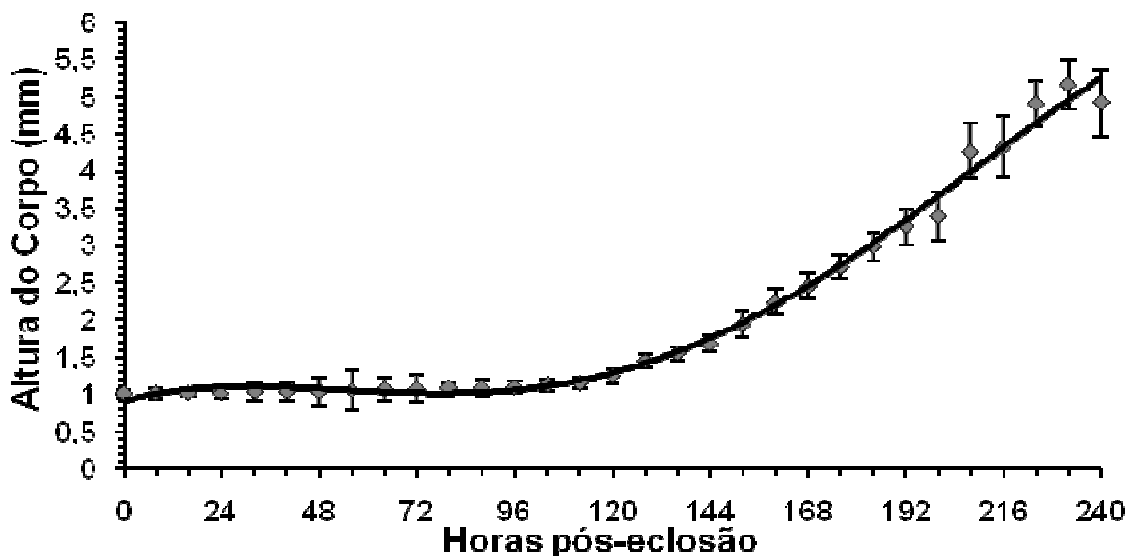


Figura 06. Relação entre a Altura do Corpo e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

Os valores de AC das larvas de tambatinga após a eclosão apresentaram valores semelhantes até Lh₈₈, onde foram verificados os valores médios de 1,0932 ± 0,1151mm. Após Lh₈₈, os valores médios das amostras apresentaram incrementos progressivamente maiores até Lh₂₄₀ (figura 06). Para as amostras Lh₂₄₀ foi verificado o valor médio de 4,9244 ± 0,4553mm para AC, que corresponderam a incrementos de 363,70%, em relação ao observado em Lh₀. Com a equação de regressão entre AC e HPE foi possível identificar que ao momento da exaustão do vitelo em 82,9763 hpe, os valores de AC foram de 1,0143mm.

A relação encontrada entre P e HPE foi uma equação polinomial (figura 07) e a regressão de P (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação:

$$\hat{y} = -(3,8121 \times 10^{-8})x^4 + (2,5082 \times 10^{-5})x^3 - (3,7476 \times 10^{-3})x^2 + (1,7392 \times 10^{-1})x - 0,2188,$$

$R^2_{\text{ajust.}} = 0,9869, P < 0,05.$

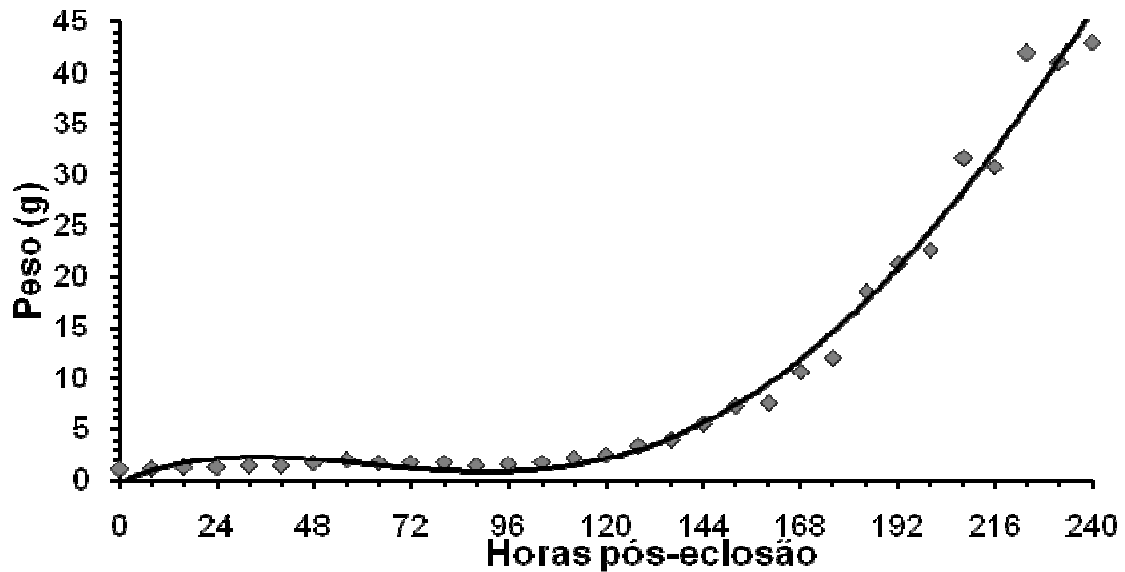


Figura 07. Relação entre o peso e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

Os valores médios do peso das amostras evoluíram para 1,9341g observado em Lh₅₆, o que representou um incremento de 87,8314%, em relação ao observado em Lh₀. Após Lh₅₆, o valores regrediram para 1,3967g, em Lh₈₈, e posteriormente à Lh₈₈ variaram em incrementos progressivamente maiores até Lh₂₄₀, onde verificou-se o peso de 42,8733g.

A relação encontrada entre AV/CV e HPE foi uma equação polinomial (figura 08) e a regressão de AV/CV(Y) e HPE (X) foi descrita pela equação:

$$\hat{y} = -(1,6901 \times 10^{-11})x^6 + (4,8494 \times 10^{-9})x^5 - (4,9489 \times 10^{-7})x^4 + (2,0829 \times 10^{-5})x^3 - (2,8152 \times 10^{-4})x^2 - (8,6866 \times 10^{-4})x + 0,5710, R^2_{\text{ajust.}} = 0,9567, P < 0,05.$$

Os valores de AV/CV apresentaram alternância entre decréscimos e incrementos até o decréscimo final dos valores da relação ao final do consumo da vesícula.

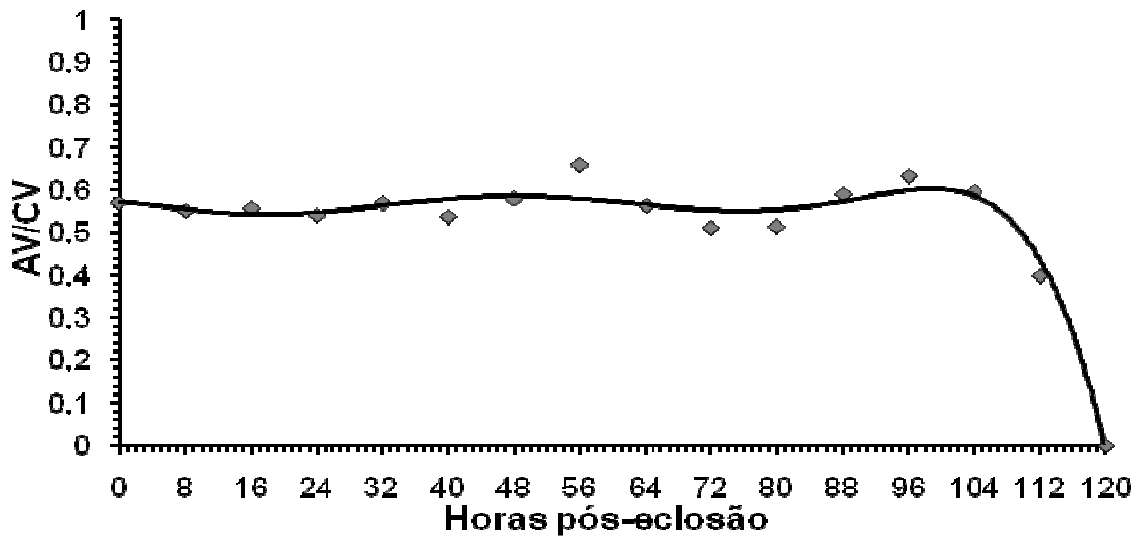


Figura 08. Relação entre AV/CV e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

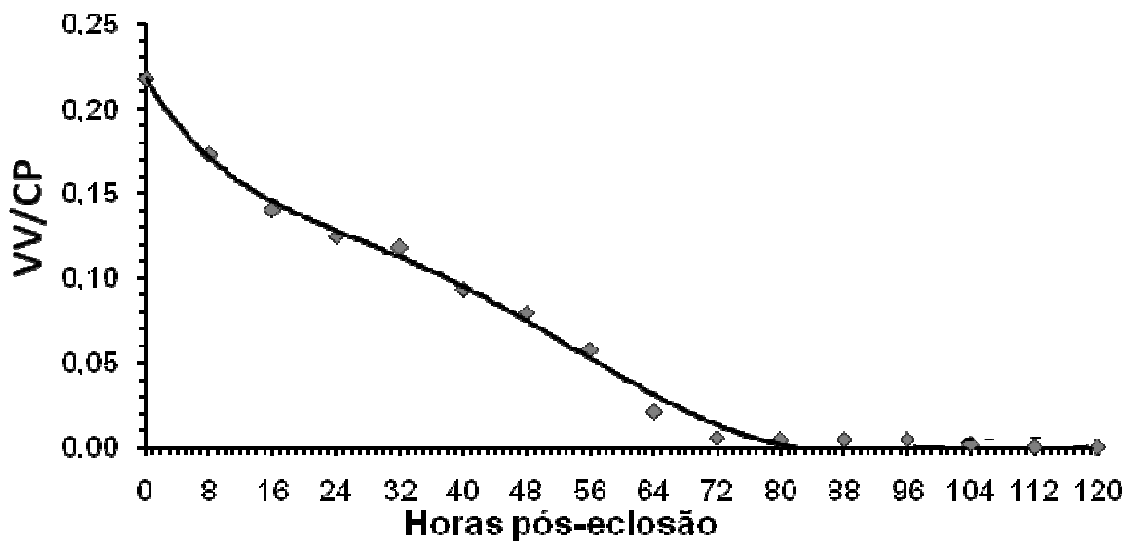


Figura 09. Relação entre VV/CP e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

A relação encontrada entre VV/CP e HPE foi uma equação polinomial (figura 09) e a regressão de VV/CP (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação:

$$\hat{y} = (1,9935 \times 10^{-10})x^5 + (6,0332 \times 10^{-8})x^4 - (6,3532 \times 10^{-6})x^3 + (2,8713 \times 10^{-4})x^2 - (7,7301 \times 10^{-3})x + 0,2175, R^2_{ajust.} = 0,9940, P < 0,05.$$

Os valores da relação VV/CP sofreram decréscimos intensos até a exaustão das reservas com 82,9763 hpe.

A relação encontrada entre VV/AC e HPE foi uma equação polinomial (figura 10) e a regressão de VV/AC (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação:

$$\hat{y} = -(8,8575 \times 10^{-10})x^5 + (2,5111 \times 10^{-7})x^4 - (2,2877 \times 10^{-5})x^3 + (6,9052 \times 10^{-4})x^2 - (9,6135 \times 10^{-3})x + 0,6911, R^2_{ajust.} = 0,9889, P < 0,05.$$

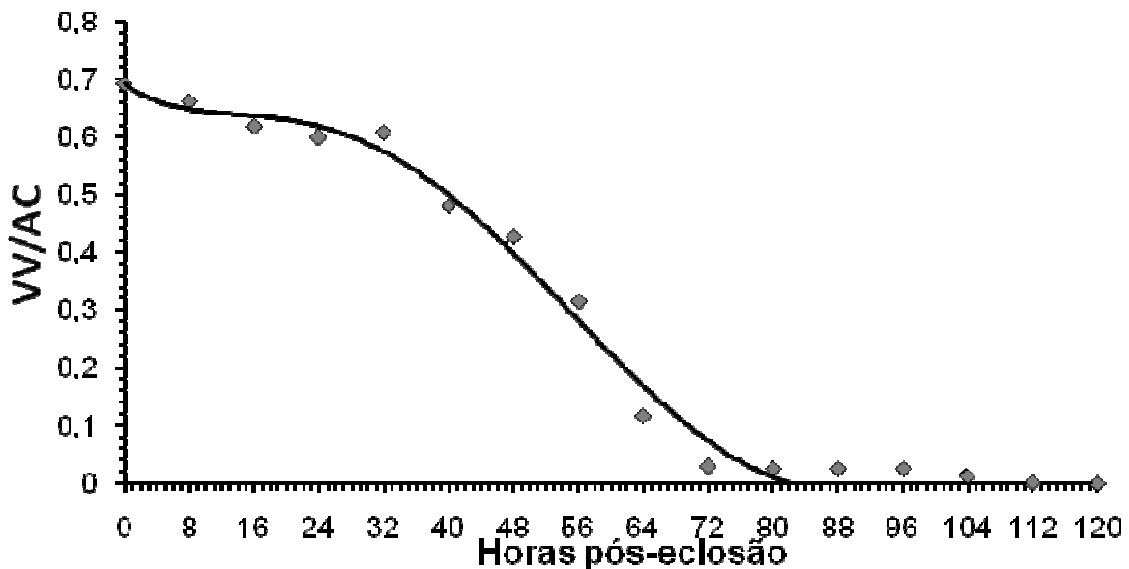


Figura 10. Relação entre VV/AC e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

Os valores de VV/AC apresentaram inicialmente decréscimos com diferenças menores até Lh₃₂, diferenças progressivamente maiores após Lh₃₂ até a exaustão das reservas de vitelo em com 82,9763.

A relação encontrada entre VV/P e HPE foi uma equação polinomial (figura 11) e a regressão de VV/P (Y) e HPE (X) foi descrita pela equação:

$$\hat{y} = -(1,3013 \times 10^{-8})x^4 + (3,7790 \times 10^{-6})x^3 - (2,9814 \times 10^{-4})x^2 - (1,5406 \times 10^{-3})x + 0,6545, R^2_{ajust.} = 0,9856, P < 0,05.$$

Foi possível verificar que a partir de Lh_0 ocorreram decréscimos intensos dos valores e uma tendência de redução da intensidade dos decréscimos momentos antes da exaustão das reservas.

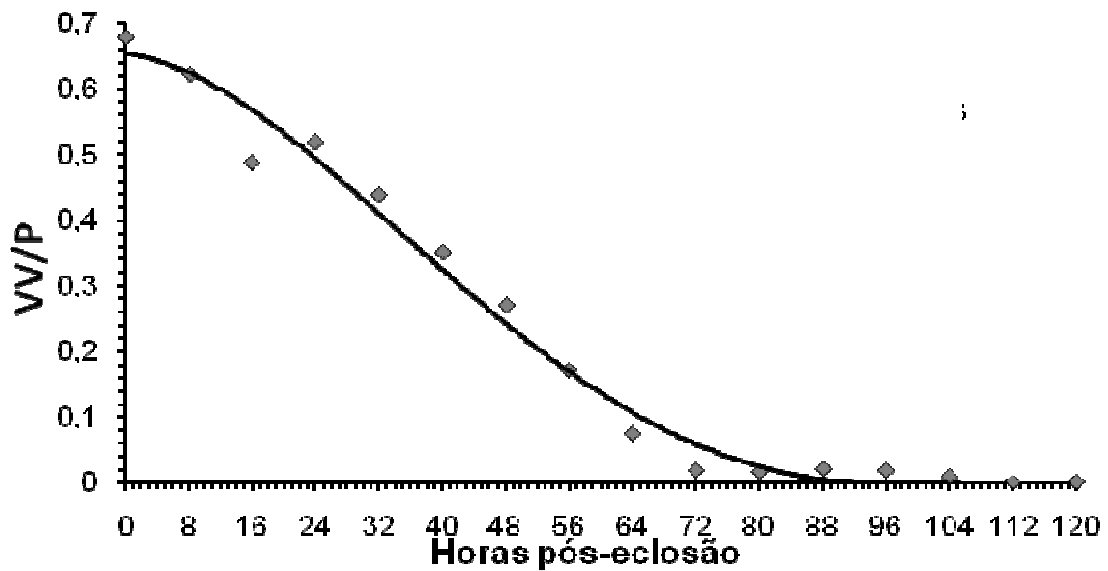


Figura 11. Relação entre VV/P e a hora pós-eclosão das larvas de tambatinga.

DISCUSSÃO

As médias de temperatura e pH verificadas, na água da incubadora e na água do tanque escavado, apresentaram valores que encontram-se dentro da faixa recomendada para peixes redondos (KUBITZA, 2004). Os volumes de troca de água na incubadora estiveram dentro dos padrões propostos para incubação de peixes redondos (KUBITZA, 2004) e os de valores de troca de água diário do viveiro mantiveram condições satisfatórias para o crescimento normal de larvas de tambaqui (SIPAÚBA-TAVARES e BRAGA, 2007).

Assim como verificado em Lh₀ de tambatinga, a maioria das larvas neotropicais recém-eclodidas, de interesse para aquicultura, apresentam características altriciais (POTELLA, 2004). Nakatani et al. (2001) afirmaram que a maior parte dos peixes de água doce eclode com a boca não formada, olhos não pigmentados, pouca atividade natatória e saco vitelínico grande, semelhantemente ao observado nas larvas recém-eclodidas de tambatinga. Essas características morfofisiológicas foram evidenciadas nas larvas recém-eclodidas de tambatinga que apresentaram um saco vitelínico proporcionalmente grande e poucas estruturas morfológicas, podendo ser classificadas como larvas altriciais (BALON, 1981).

O tamanho da vesícula vitelina e o tempo de absorção do vitelo também são específicos entre as espécies de peixes (KAMLER, 2002; SANTOS e AGOSTINHO et al., 1994). Larvas com maior quantidade de reservas endógenas dispõem de um período maior para se adaptar à captura de alimentos externos enquanto suas demandas energéticas são supridas pelas reservas do saco vitelínico (WOYNAROVICH e HORVÁTH, 1989; BONISLAWSKA et al., 2000; GISBERT et al., 2000).

Existe uma grande diversidade de formas de vesículas vitelínicas entre as espécies de peixes (KAMLER, 2007). Assim como observado em nas larvas de tambatinga, a maioria dos peixes teleosteos brasileiros de água doce apresentam uma vesícula vitelínica de forma oval (NAKATANI et al., 2001). Larvas recém-eclodidas de piracanjuba *Brycon orbignyanus* apresentaram $0,62 \pm 0,09\text{mm}^3$ de volume de vitelo, volumes próximos ao verificado em larvas de tambatinga, e foram consideradas como

larvas com poucas reservas endógenas (REYNALTE-TATAJE, 2004). Esse fato coloca também as larvas de tambatinga como larvas com pouca reserva de vitelo.

Os baixos valores do desvio padrão das médias dos volumes iniciais de vitelo, observados em L_{h_0} de tambatinga, demonstraram um tamanho mais homogêneo da vesícula vitelínica nas larvas ao nascerem. O tamanho da vesícula vitelínica das larvas de striped trumpeter (*Latris lineata*) submetidos a diferentes temperaturas também não apresentou diferença significativa de tamanho ($p < 0,05$) (BERMUDES e RITAR, 1999).

As análises morfológicas demonstraram que durante o consumo do vitelo das larvas de tambatinga ocorreu um primeiro período de 32 horas, isto é 1,33 dias, de menor consumo, envolvendo 10,40% das reservas endógenas iniciais. Posteriormente ocorreu um período de maior consumo durante, 40,00 horas, até 72,00 hpe onde foram consumidos 84,87% das reservas iniciais, totalizando o consumo de 95,27% ao final do terceiro dia. Posteriormente ocorreu um período de menor consumo, envolvendo os 4,76% restantes do vitelo ao longo do quarto e quinto dias.

O primeiro momento foi menos intenso, e coincidiu com as larvas ainda pouco desenvolvidas e apresentando poucas estruturas morfológicas. Segundo Kamler (2007), nos primeiros momentos de vida a taxa de absorção de vitelo, em geral, é reduzida e aumenta lentamente com a ontogenia, devido ao aumento da taxa metabólica, consequência do desenvolvimento da habilidade natatória e da respiração branquial.

O segundo momento a partir de 32 horas foi de consumo mais intenso pelas larvas de tambatinga e semelhantemente ao observado por Kamler (2007), é onde as larvas diferenciam e desenvolvem novas estruturas morfológicas. Neumann (2008) observou um momento mais intenso de consumo de vitelo em larvas de *Brycon cephalus* a partir de 17,00 horas pós-eclosão e que durou até 33,00 horas pós-eclosão quando as larvas de *Brycon amazonicus* atingiram níveis de vitelo também próximos a 10,00% do volume inicial (NEUMANN, 2008). Nas larvas de tambatinga também ocorreu o aumento da intensidade do consumo do vitelo, o verificado após 32,00 hpe.

Após a eclosão das larvas, o vitelo é consumido em taxas exponenciais (YÚFERA e DARIAS, 2007). Isso também pôde ser observado nas larvas de tambatinga, durante

os três primeiros dias, quando os níveis de consumo cresceram rapidamente. Ao início do quarto dia ocorreu um novo período onde o consumo foi menos intenso, comportamento observado até a exaustão ao final do quinto dia. Os níveis de intensidade de consumo encontrados em larvas de tambatinga confirmaram a proposta de Heming e Buddington (1998) de duas fases distintas para a absorção de vitelo em larvas de peixes teleósteos, onde após a eclosão, ocorre um momento menos intenso de consumo seguido por um momento mais intenso de consumo de vitelo.

A relação entre CP e HPE demonstrou um desenvolvimento contínuo das larvas de tambatinga em comprimento durante todo o período experimental. Inicialmente a intensidade de crescimento decresceu após a abertura da boca até momentos que coincidiram com o final das reservas vitelínicas e início da alimentação exógena. Após o início da alimentação exógena as larvas retomaram um intenso crescimento.

A relação entre AC e HPE das larvas de tambatinga demonstrou inicialmente um crescimento inferior a 10,00% no momento que coincidiu com o final das reservas endógenas de vitelo. Após início da alimentação exógena as larvas de tambatinga apresentaram intenso desenvolvimento em altura. Segundo, Kamler (2007) após o início da alimentação exógena as larvas dos peixes apresentam um rápido crescimento.

A relação entre P e HPE demonstrou um incremento de 72,21% até 56 hpe, início do terceiro dia, e posteriormente uma perda de 27,76% até momentos que coincidiram com o início da alimentação exógena. Segundo Heming (1982) espera-se uma perda no peso total como resultado da reabsorção dos tecidos corporais o que provavelmente ocorreu com as larvas de tambatinga pela perda de peso observada ao final do período de 72,00 horas, isto é 3,00 dias, na incubadora.

A relação entre AV/CV e HPE indicou uma tendência alternada entre CV e AV na retração da vesícula finalizando com uma retração maior em CV ao final da exaustão da vesícula, demonstrando uma involução proporcional entre essas duas variáveis (isometria)

A relação entre VV/CP e HPE apresentou-se decrescente durante todo o período de consumo de vitelo demonstrando consumo de vitelo e crescimento em comprimento das larvas de tambatinga durante esse período (alometria negativa). Também foi

verificada uma tendência de maior consumo e menor crescimento entre 16,00 e 40,00 hpe. Esse aumento de consumo e diminuição do crescimento em CP provavelmente ocorreu pelo maior investimento, nesse período, da energia do alimento endógeno em desenvolvimento ontogenético, uma vez que a energia do vitelo também é utilizada na produção de tecidos, órgão e sistemas (KAMLER, 2007; YÚFERA e DARIAS, 2007).

Nesse mesmo período entre 16,00 e 40,00 hpe, ocorreu nas larvas tambatinga a abertura da boca, o início da pigmentação da vesícula óptica, a diferenciação das nadadeiras peitorais e, no coração, a diferenciação do átrio e do ventrículo. As larvas de tambatinga também apresentaram ganho de peso nesse período o que reforça a idéia de remobilização de energia para o desenvolvimento ontogenético. Durante as fases iniciais ocorre a diferenciação e desenvolvimento de novos tecidos e órgãos (KAMLER, 2002).

A relação entre VV/AC e a hora pós-eclosão também demonstrou que, embora os baixos níveis de consumo de vitelo e a ausência de desenvolvimento de AC, verificados inicialmente, o consumo de vitelo se intensificou ao longo do tempo até a exaustão das reservas e se manteve superior ao crescimento em altura do corpo durante todo o período de consumo (alométrica negativa).

A exaustão da vesícula vitelínica em larvas de tambatinga ocorreu morfológicamente entre o final do quarto dia e o início do quinto dia pós-eclosão, entre 112,00 e 120,00 hpe, isto é entre 4,66 e 5,00 dias pós-eclosão, mas com a equação de regressão identificou-se que com 82,9763 hpe, isto é 3,46 dias pós-eclosão, as reservas de vitelo representaram 0,00mm³. Com isso, pode-se inferir que, mesmo com a presença da vesícula até momentos entre 112,00 e 120,00 hpe e volumes de vitelo em torno de 4,00% do volume inicial, a partir de 82,9763 hpe o vitelo deixou de ser suficiente para nutrir adequadamente as larvas.

Segundo Santos e Godinho (1994) o período de consumo da vesícula vitelínica pode variar muito entre larvas de peixes neotropicais. Em tambaqui foi observado exaustão das reservas de vitelo com 76,00 horas pós-eclosão (JOHNSTON e VIEIRA, 1996). Esses valores foram inferiores às 82,9763 horas pós-eclosão observadas nas larvas de tambatinga. Desta forma, como observado nas larvas de tambatinga esse

maior período de consumo em relação ao tambaqui pode ser uma vantagem, tanto para uma maior sobrevivência, quanto para o cultivo deste híbrido. Um maior período de utilização do vitelo permite uma maior sobrevivência das larvas em momentos críticos como a busca pela primeira alimentação (BERMUDES e RITAR, 1999).

Larvas de *Leporinus piau*, mantidas à 26,00°C, exauriram completamente suas reservas de vitelo no quarto dia pós-eclosão (BORÇATO et al., 2004). Em *Brycon amazonicus* foi observado que as larvas, mantidas em água com temperatura de 28,20 ± 1,5°C consumiram todo o conteúdo de vitelo em 42,00 hpe (MIRA-LOPEZ et al., 2007). Larvas da mesma espécie mantidas a 27,98°C apresentaram vestígios de vitelo com 47 horas após a eclosão (NEUMANN, 2008).

Em *B. insignis* o vitelo foi totalmente absorvido em 40,00 hpe em 26,00 ± 1,00 °C (ANDRADE-TALMELLI et al., 2001), em *B. orthotaenia* a vesícula vitelínica não foi verificada no início do terceiro dia pós-eclosão, a 25,0°C (SAMPAIO, 2006). Larvas de linguado exauriram suas reservas endógenas em 9,00 dias pós-eclosão (HACHERO-CRUZADO et al., 2009). Em *Hoplias lacerdae* a vesícula vitelínica pôde ser visualizada até o 11° dia pós-eclosão (MACIEL et al., 2009). Larvas de pacu, espécie próxima à tambatinga, exauriram as reservas de vitelo no sexto dia (GODINHO et al., 2003).

A total absorção da vesícula vitelínica nas larvas de tambatinga do presente trabalho ocorreu no momento em que larvas apresentaram 5,7754mm de CP. Esses valores conferem com o observado para demais espécies brasileiras de água doce. A exaustão do vitelo em larvas de lambari (*Astyanax bimaculatus*) ocorreu com 4,50mm de comprimento padrão (CP); em larvas de dourado (*Salminus brasiliensis*) ocorreu com 8,00mm de CP; em larvas de piau (*Leporinus friderici*) ocorreu com 4,73mm de CP; em larvas de curimba (*Prochilodus argentus*) ocorreu com 6,25mm de CP; em larvas de traira (*Hoplias mabaricus*) ocorreu com 7,50mm de CP; em larvas de jundiá (*Rhamdia quelen*) ocorreu com 4,93mm (NAKATANI et al., 2001).

Para larvas de espécies próximas ao híbrido tambatinga, como o pacu, a exaustão do vitelo ocorreu com larvas apresentando 5,67mm de CP e em tambaqui com as larvas apresentando 7,00mm de CP (NAKATANI et al., 2001).

Quanto ao período de consumo, os resultados indicaram que a primeira metade do período de consumo de vitelo, quando as larvas estão em fases iniciais de desenvolvimento, envolveu um consumo inferior a 30%, e, posteriormente, um consumo maior de vitelo na segunda metade, quando as larvas já estão em estágios mais avançados de desenvolvimento. Isso demonstrou um consumo menor durante a primeira metade e um consumo maior na segunda metade do período de consumo de vitelo das larvas de tambatinga. Esses resultados conferem com as observações de Kamler (2007) em que larvas em estados avançados de desenvolvimento demandam um consumo maior das reservas.

O início da alimentação exógena das larvas de tambatinga ocorreu em momentos próximos à 3,67 dias. Esse resultado está dentro do observado para as espécies parentais uma vez, que larvas de tambaqui e pirapitinga com idades entre 4 e 6 dias, dependendo da temperatura, estão aptas para se alimentarem (WOYNAROVICH, 1988). Larvas de tambaqui e pacu iniciam a alimentação exógena entre 3 e 5 dias pós-eclosão, ingerindo inicialmente cianofíceas, como foi relatado por Furuya (2001) e o início da alimentação exógena em larvas de tambatinga conferiu com esse período. Lopes et al. (1995) observaram em larvas de *Brycon cephalus** o início da alimentação em valores próximos a 26,0 horas pós-eclosão, a $26,0 \pm 2,00^{\circ}\text{C}$. Romagosa et al. (2001) também em larvas de *B. cephalus* observaram o início da alimentação exógena com 26,00 horas pós-eclosão, à $30,00^{\circ}\text{C}$. De acordo com a análise da disponibilidade de informações para 25 espécies de peixes, o tempo para primeira alimentação para a maioria das larvas ocorre de 1 a 3 dias pós-eclosão em águas tropicais, enquanto que ocorre entre 6 - 7 dias pós-eclosão em águas mais frias (SHANG et al., 2008).

Larvas de pacu iniciaram a busca pelo alimento exógeno, a vesícula vitelínica estava com 20,00 a 30,00 % de sua reserva inicial (BOCK e PADOVANI, 2000). No início da alimentação exógena em *Brycon siebenthalae*, espécie carnívora, as larvas apresentaram volume do saco vitelino equivalente a 40,00% do apresentado no momento da eclosão (ATENCIO-GARCIA et al., 2003). As larvas de tambatinga do presente trabalho iniciaram a alimentação exógena e apresentando nesse momento volumes de vitelo próximos a 5% dos volumes iniciais nas larvas recém-eclodidas. Com

isso, podemos inferir que as larvas de tambatinga já estavam aptas a utilizarem o alimento exógeno antes do momento observado. Desta forma as larvas demandaram o alimento exógeno ainda na incubadora e a falta do alimento provavelmente tenha sido o responsável pela redução do crescimento e pela perda de peso, das larvas, demonstrados com os resultados (figura 05 e 07).

A presença do vitelo ao início da alimentação exógena em larvas de tambatinga caracterizou o período mixotrófico de alimentação, ou de transição alimentar, quando são utilizados no mesmo período, alimentos de fonte endógena e exógena, assim como observado em outras espécies de peixes (KAMLER, 2002; SANTOS e AGOSTINHO et al., 1994). O período de transição alimentar pode ser definido como período de alimentação mista e é considerado uma etapa crítica no desenvolvimento da larva, no qual necessitam encontrar o alimento adequado para sua sobrevivência, antes de acabarem, por completo, suas reservas endógenas (KAMLER, 1992; HEMING e BUDDINGTON, 1988). Durante a transição alimentar a função do vitelo começa ser substituída pelo alimento exógeno (KAMLER, 2002).

Nos momentos finais da utilização do vitelo, pelas larvas de tambatinga, observou-se no período entre 72,00 e 112,00 hpe que as larvas apresentaram morfologicamente valores residuais de vitelo e para esse mesmo período verificou-se um baixo crescimento. Com isso, pode-se inferir que esses níveis residuais de vitelo ao início da alimentação exógena, não foram mais suficientes para nutrir adequadamente a larvas, de forma que mantivessem seus níveis normais de crescimento.

As reservas de vitelo nesse período deixaram de ser utilizadas prioritariamente pelas larvas. Com isso, provavelmente essas reservas residuais passaram a ser mantidas pelas larvas como fontes auxiliar, ou emergencial, como uma estratégia para o caso das larvas não mais encontrarem o alimento durante os momentos iniciais da alimentação exógena, como foi observado por Yúfera e Darias (2007).

Esse mesmo período entre 72,00 e 112,00 hpe coincidiu com o início da alimentação exógena em 88,00 hpe. Desta forma, com o baixo crescimento durante esse período inicial da alimentação exógena, podemos inferir que o alimento exógeno ainda não era suficiente para suprir as demandas energéticas e nutricionais das larvas

de tambatinga. Esse mesmo fato foi evidenciado em larvas de *Brycon amazonicus* (NEUMANN, 2008).

A sobrevivência das larvas depende integralmente da disponibilidade de alimento suficiente de alta qualidade após a exaustão das reservas de vitelo, por isso existe uma pressão seletiva sincronizando a completa absorção do vitelo e a capacidade de se alimentar (HEMING e BUDDINGTON, 1988). Com isso, uma vez que o momento da retomada do crescimento e do ganho de peso coincidiu com o momento da soltura das larvas no tanque, podemos inferir que após a soltura as larvas de tambatinga utilizaram eficientemente o alimento de fonte exógena, fito-zooplancctônico, no tanque escavado. O alimento vivo foi fundamental para maior sobrevivência de larvas de tambacu durante os dez primeiros dias de larvicultura (LOMBARDI e GOMES, 2008; FURUYA, 2001). As larvas de tambatinga provavelmente utilizaram esses organismos, já que são comuns em sistemas de água doce (RIBEIRO, 2001; SIPAÚBA-TAVARES et al., 2001).

As larvas de tambatinga apresentaram abertura de boca com 32 hpe, e o trato digestório nesse momento apresentou-se incompleto. Essa é uma característica comum no momento da abertura da boca na maioria das larvas de peixes cultivados (PORTELLA, 2004; NEUMANN, 2008). Após a abertura da boca as larvas tambatinga com 32,00 hpe ocorreram perda de crescimento e de peso e após a ingestão de alimentos exógenos observou-se a retomada do crescimento e ganho de peso. SATO et al. (2003) relataram que, quando ocorre a abertura da boca, as larvas passam a ter necessidade de alimentação exógena então, com isso, podemos inferir que as larvas de tambatinga demandaram alimentação exógena, antes do observado, e não utilizaram alimento exógeno anteriormente pela indisponibilidade na incubadora.

CONCLUSÕES

Com os resultados obtidos com as larvas de tambatinga após o período experimental pode-se concluir que:

- As larvas estavam aptas a receberem alimentação exógena a partir de 80 horas pós-eclosão.
- As larvas apresentaram período de transição alimentar entre 80 e 112 horas pós-eclosão.
- O período de consumo de vitelo durou 82,98 horas pós-eclosão, durante o terceiro dia pós-eclosão
- A partir de 72 horas pós-eclosão os volumes de vitelo não foram mais suficientes para o desenvolvimento das larvas e a partir desse momento necessitaram de alimentação exógena e o volume residual passou a funcionar como uma fonte auxiliar, ou emergencial, de energia caso as larvas deixassem de encontrar alimento adequado.
- Durante a alimentação exógena as larvas passaram a demonstrar crescimento 24 após a ingestão inicial de alimento

REFERÊNCIA BIBLIOGRÁFICA

ANDRADE-TALMELLI, E.F.; KAVAMOTO, E.T.; ROMAGOSA, E.; FENERICHVERANI, N. Embryonic and larval development of the “piabanha”, *Brycon insignis* Steindachner, 1876 (Pisces, Characidae). **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, v.27, n.1, p.21-27, 2001.

ATENCIO-GARCÍA, V.; ZANIBONI-FILHO, E.; PARDO-CARRASCO, S.; ARIAS-CASTELLANOS, A. Influência da primeira alimentação na larvicultura e alevinagem do yamú *Brycon siebenthalae* (Characidae). **Acta Scientiarum. Animal Sciences**. Maringá, v.25, n.1, p.61-72, 2003.

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

BALON, E.K. Saltatory process and altricial to precocial forms in the ontogeny of fishes. **American Zoologist**, v.21, 573-596, 1981.

BERMUDES, M; RITAR, A. J. Effects of temperature on the embryonic development of the striped trumpeter, *Latris lineata* Bloch and Schneider, 1801. **Aquaculture**, Amsterdam, v. 176, 245-255, 1999.

BLAXTER, J.H.S. Pattern and variety in development. p.1-58. In: HOAR, W. S.; HANDALL, D. J. (Eds.). Fish physiology XI: The physiology of developing fish. Part-A eggs and larvae. Academic press. Sandiego, CA. USA. 1988.

BLAXTER, J.H.S.; HEMPEL, G. The influence of egg size on hearing larvae (*Clupea harengus* L.). **Journal du Conseil Permanent International pour l'Exploration de la Mer**, v.28, p.176-181, 1963.

BOCK, C.L.; PADOVANI, C.R. Considerações sobre a reprodução artificial e alevinagem de pacu (*Piaractus mesopotamicus*, Holmberg, 1887) em viveiros. **Acta Scientiarum**, Maringá, v.22, n.2, p.495-501, 2000.

BONISLAWSKA, M.; FORMICKI, K.; WINNICKI A. Size of eggs and duration of embryogenesis in fishes. **Acta Ichthyologica et Piscatoria**, Szczecin, Polônia, v.30, n.1, p.61-71, 2000.

BORÇATO, L.B.; BAZZOLI B., SATO, Y. Embryogenesis and larval ontogeny of the “piau-gordura”, *Leporinus piau* (Fowler) (Pisces, Anostomidae) after inducing spawning. **Revista Brasileira de Zoologia**, v.21, n.1, p.117-122, 2004.

FEIDEN, A.; HAYASHI, C.; BOSCOLO, W.R. Desenvolvimento de larvas de surubim-do-lguaçu (*Steindachneridion melanodermatum*) submetidas a diferentes dietas. **Revista Brasileira de Zootecnia**, Viçosa, v.35, n.6, p.2203-2210, 2006.

FURUYA, W. M. Espécies nativas. In: MOREIRA, H. L. M.; VARGAS, L.; RIBEIRO, R.P.; ZIMMERMANN, S. **Fundamentos da aquicultura moderna**. Canoas: Ed. ULBRA, 2001. 83-90.

GERKING, S.D. **Feeding ecology of fish**, Academic Press, San Diego, 1994, 416p .

GISBERT, E.; WILLIOT, P.; CASTELLO-ORVAY, F. Influence of egg size on growth and survival to early stages of Siberian sturgeon (*Acipenser baeri*) under small scale hatchery conditions. **Aquaculture**, Amsterdã, v. 183, p. 83-94. 2000.

GODINHO, H.P.; SANTOS J.E.; SATO, Y. Ontogênese larval de cinco espécies de peixes do São Francisco. In: GODINHO, A.L (Ed.) **Águas, peixes e pescadores do São Francisco das minas Gerais**. Belo Horizonte; PUC Minas, p.133-148, 2003.

HEMING, T.A.; BUDDINGTON, R.K. (1988) Yolk absorption in embryonic and larval fishes. In: HOAR, W.S., RANDALL D.J. (Eds.). **Fish physiology**, New York, v.11A, 1988, p.407-446.

HIRAMATSU, N.; HIRAMATSU, K.; HIRANO, K.; HARA, A. Vitellogenin-derived yolk proteins in a hybrid sturgeon, bester (*Huso huso x Acipenser ruthenus*): Identification, characterization and course of proteolysis during embryogenesis. **Comparative Biochemistry and Physiology A**, v. 131, p. 429-441, 2002.

JOHNSTON, I.A.; VIEIRA, V.L.A. Larval development in the tambaqui (*Colossoma macropomum*) and curimatã-pacu (*Prochilodus marginatus*). VAL, A.L.; ALMEIDA-VAL, V.M.F.; RANDALL, D.J. (Eds.) **Physiology and Biochemistry of fishes of the Amazon**. p.43-55. 1996.

KAMLER, E. **Early Life History of Fish: an energetic approach**. London: Chapman & Hall, 1992.

KAMLER, E. Resource allocation in yolk-feeding fish. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, v.18, p.143-200, 2007.

KAMLER, E. Ontogeny of yolk-feeding fish: an ecological perspective. **Reviews in Fish Biology and Fisheries**, v.12, p.79-103, 2002.

LOPES, R. N. M.; SENHORINI, J. A.; SOARES, M. C. F. Desenvolvimento embrionário e larval do matrinxã *Brycon cephalus* Günther, 1869, (Pisces, Characidae). **Boletim Técnico do CEPTA**, Pirassununga, v. 8, p. 25-39. 1995.

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 Science**, Maringá, v. 30, n. 4, p. 467-472, 2008.

MACIEL, C.M.R.R.; MACIEL Jr., A.; DONZELE, J.L.; LANNA, E.A.T.; MENIN, E. Desenvolvimento morfológico das larvas de *Hoplias lacerdae* Miranda Ribeiro, 1908 (Characiformes, Erythrinidae), da eclosão até a metamorfose, relacionado com a capacidade de capturar alimento exógeno. **Biotemas**, v.22, n.3, p.103-111, 2009.

MIRA-LÓPEZ, T. M.; MEDINA-ROBLES, V. M.; VELASCO-SANTAMARÍA, Y. M.; CRUZ-CASALLAS, P.E. Valores morfométricos en larvas de yamú *Brycon amazonicus* (Pisces: Characidae) obtenidas com Semen fresco y crioconservado. **Actual Biol**, v. 29 n.87, p.203-213, 2007.

NEUMANN, E. Desenvolvimento inicial de jutuarana *Brycon amazonicus* (TELEOSTEI, CHARACIDAE). Tese Doutorado. 108 p. Centro de Aquicultura da Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2008.

OJANGUREN, A.F.; REYES-GAVILÁN, F.G.; MUÑOZ, R.R. Effects of temperature on growth and efficiency of yolk utilization in eggs and pre-feeding larval stages of Atlantic salmon. **Aquaculture International**, v.7 p.81-87, 1999.

PORTELLA, M.C. Técnicas de criação intensiva de larvas de peixes neotropicais: situação atual e perspectivas. In: I AquaCiência, Vitória, Espírito Santo, 460p. 2004. **Anais...** São Paulo: Sociedade Brasileira de Aquicultura de biologia Aquatica, 2004.

REYNALTE-TATAJE, D.; ZANIBONI-FILHO, E.; ESQUIVEL, J. R. Embryonic and larvae development of piracanjuba, *Brycon orbignyanus* Valenciennes, 1849 (Pisces, Characidae). **Acta Scientiarum**, Maringá, v.26, n.1, p.67-71. 2004.

RIBEIRO, R. P. Estruturas das comunidades aquáticas. In: MOREIRA, H.L.M.; VARGAS, L.; RIBEIRO, R.P.; ZIMMERMANN, S. **Fundamentos da aqüicultura moderna**. Canoas: Ed. ULBRA, 2001. p.33-36.

ROA, E.Z.; PALACIOS-CÁCERE, M.; PARDO, M.J. Zooplankton as dietary components of small fish species in a flooded savanna of Venezuela. **Verein. Limnology**, v.2, n.6, p.1359-1363, 1998.

ROMAGOSA, E.; NARAHARA, M. Y.; FENERICH-VERANI, N. Stages of embryonic development of the “matrinxã”, *Brycon cephalus* (Pisces, Characidae). **Boletim do Instituto de Pesca**, São Paulo, v. 27, n. 1, p. 29-32. 2001.

SAMPAIO, K. H. **Superfície ovocitária e desenvolvimento inicial de quatro espécies de peixes de interesse comercial da bacia do rio São Francisco**. 53p. Dissertação

de Mestrado. Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais: Belo Horizonte, 2006.

SANCHES, P.V.; BAUMGARTNER, G.; BIALETZKI A.; RODRIGUES, M.S.; GOMES, F.D.C.; NAKATANI, K.; BARBOSA, N.D.C. Caracterização do desenvolvimento inicial de *Leporinus friderici* (Osteichthyes, Anostomidae) da bacia do rio Paraná, Brasil. **Acta Scientiarum**, Maringá, v. 23, n. 2, p. 383-389, 2001.

SANTOS, J.E.; AGOSTINHO, H.P. Morfogênese e comportamentos larvais do surubim (*Pseudoplatystoma corruscans*, Agassiz, 1829) sob condições experimentais. **Arquivos Brasileiros de Medicina Veterinária e Zootecnia**, Belo Horizonte, v.40, n.2, p.139-147, 1994.

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, p. 224-268. In: GODINHO e GODINHO, A.L. (Ed.) **Água, peixes e Pescadores do Rio São Francisco das Minas Gerais, Belo Horizonte**. CNPq/PADCT, Editora PUC Minas 440 pp. 2003

PORTELLA, M.C. Técnicas de criação intensiva de larvas de peixes neotropicais: situação atual e perspectivas. In: I AquaCiência, Vitória, Espírito Santo, 460p. 2004. **Anais...** São Paulo: Sociedade Brasileira de Aquicultura de biologia Aquatica, 2004.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; BACHION, M.A.; BRAGA, F.M.S. Effects of food quality on growth and biochemical composition of a calanoid copepod, *Argyrodiaptomus furcatus*, and its importance as a natural food source for larvae of two tropical fishes. **Hydrobiologia**, v.453, p. 393-401, 2001.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H.; BRAGA, F.M.S. The feeding activity of *Colossoma macropomum* larvae (tambaqui) in fishponds with water hyacinth (*Eichhornia crassipes*) fertilizer. **Brazilian Journal of Biology**, São Paulo, v.67, n.3, p.459-466, 2007.

UNIVERSIDADE FEDERAL DE VIÇOSA-UFV. **Sistema de análises estatísticas e genéticas-SAEG**. Versão 8.0. Viçosa, MG, 2000. 142p.

WOYNAROVICH, E. **Tambaqui e pirapitinga; propagação artificial e criação de alevinos**. Brasília: CODEVASF, 1988.

WOYNAROVICH, E.; HORVÁTH, L. **A propagação artificial de peixes tropicais: Manual de extensão**. Brasília, DF: Ministério da Agricultura, FAO, CODEVASF, CNPq, 225pp.1989.

YÚFERA, M.; DARIAS, M.J. The onset of exogenous feeding in marine fish larvae. **Aquaculture**, v.268, p.53-63, 2007.