

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE SANTA CRUZ**



**JOANA PAULA DE SOUZA CORNÉLIO**

**MANEJO ALIMENTAR DE LARVAS DE MATRINXÃ, *Brycon amazonicus*  
(SPIX & AGASSIZ, 1829) COMO ESTRATÉGIA PARA AUMENTO DA  
PRODUÇÃO EM CATIVEIRO**

**ILHÉUS-BAHIA  
2018**

**JOANA PAULA DE SOUZA CORNÉLIO**

**MANEJO ALIMENTAR DE LARVAS DE MATRINXÃ, *Brycon amazonicus*  
(SPIX & AGASSIZ, 1829) COMO ESTRATÉGIA PARA AUMENTO DA  
PRODUÇÃO EM CATIVEIRO**

Tese apresentada à Universidade Estadual de Santa Cruz, como parte das exigências para a obtenção do título de Doutor em Ciência Animal.

Área de concentração: Ciência Animal

Orientador: Prof. Dr. Luís Gustavo Tavares Braga

Co-orientador (a): Prof<sup>a</sup>. Dra. Marle Angélica Villacorta-Correa

**ILHÉUS-BAHIA  
2018**

C814

Cornélio, Joana Paula de Souza.

Manejo alimentar de larvas de matrinxã, *Brycon amazonicus* (Spix & Agassiz, 1829) como estratégia para aumento da produção em cativeiro / Joana Paula de Souza Cornélio.

– Ilhéus, BA: UESC, 2018.

viii, 108 f. : il.

Orientador: Luís Gustavo Tavares Braga.

Tese (Doutorado) – Universidade Estadual de Santa Cruz.  
Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal.

Inclui referências.

1. Aquicultura. 2. Matrixã (Peixe) – Criação. 3. Histologia.  
4. Peixes – Alimentação e rações. 5. Zooplâncto. I. Título.

CDD 639.3

**JOANA PAULA DE SOUZA CORNÉLIO**

**MANEJO ALIMENTAR DE LARVAS DE MATRINXÃ, *Brycon amazonicus* (SPIX & AGASSIZ, 1829) COMO ESTRATÉGIA PARA AUMENTO DA PRODUÇÃO EM CATIVEIRO**

Ilhéus-BA, 30/05/2018

---

Luís Gustavo Tavares Braga - DSc  
UESC/DCAA  
(Orientador)

---

Alaor Maciel Júnior - DSc  
UESB/DTRA

---

Claudia Maria Reis Raposo Maciel - DSc  
UESB/DEBI

---

Guisla Boehs - DSc  
UESC/DCB

---

Ricardo Castelo Branco Albinati - DSc  
UFBA/DPA

## DEDICATÓRIA

*Dedico esse trabalho a minha mãe Valdereis Maria  
Farias de Souza e irmã Keila Cristina de Souza Cornélio.*

*“Só o amor constrói.”*

## AGRADECIMENTOS

A Deus, alicerce da minha vida!

À professora Dra. Marle Angélica Villacorta-Correa, pela confiança, dedicação, aprendizado e co-orientação. Muito obrigada!

Ao professor Luís Gustavo Tavares Braga pela orientação e confiança durante o curso de doutorado.

Ao professor Wallice Paxiúba Ducan (ICB-UFAM), por me auxiliar na realização das análises histológicas e histoquímicas. Muito obrigada!

À Universidade Federal de Santa Cruz (UESC), por proporcionar a oportunidade de cursar o doutorado em Ciência Animal.

À Universidade Federal do Amazonas (UFAM), por disponibilizar a Estação de Aquicultura da Fazenda Experimental (FAEXP) para realização dos experimentos.

Aos laboratórios de Morfologia Funcional, Histologia Funcional e Comportamento e Fisiologia de Animais Aquáticos da UFAM, pelo auxílio nas fases experimentais.

À FAPESB pela concessão da bolsa durante o período de estudo

Ao Projeto DARPA, em nome do Sr. Geraldo Bernardino pelo apoio dado a pesquisa realizada.

Aos amigos dos laboratórios de Nutrição Animal (UESC- Ilhéus) e de Aquicultura (UFAM- Manaus), pelo companheirismo durante o doutorado.

Aos funcionários da Estação de Aquicultura da FAEXP pelo companheirismo e ajuda durante esses três anos. Muito obrigada!

Aos estudantes do Curso Técnico de Recursos Pesqueiros, do Instituto Federal do Amazonas, Flávia Farias e Andrea Hagino, pelo apoio a mim dado.

# MANEJO ALIMENTAR DE LARVAS DE MATRINXÃ, *Brycon amazonicus* (SPIX & AGASSIZ, 1829) COMO ESTRATÉGIA PARA AUMENTO DA PRODUÇÃO EM CATIVEIRO

## RESUMO

A larvicultura de peixes, principalmente daqueles que apresentam comportamento canibal, é atualmente um dos principais desafios para o desenvolvimento da piscicultura na Amazônia. Com este estudo objetivou-se desenvolver um referencial teórico sobre o ambiente de criação e manejo alimentar de larvas de matrinxã que contribua para incrementar a produção de juvenis da espécie. O estudo foi realizado na Estação de Aquicultura da Fazenda Experimental da Universidade Federal do Amazonas (UFAM), de novembro de 2016 a janeiro de 2017 e de novembro a dezembro de 2017. O trabalho foi dividido em dois capítulos, o primeiro para definir se o tipo de água e substrato influencia no desempenho e sobrevivência das larvas e o segundo incluiu testes com diferentes manejos alimentares, transição alimentar e ontogenia do trato digestório até 168 HPE. Foram testados três tipos de água (clara, verde e turva) com e sem substrato e avaliado o desempenho das larvas entre 48 e 168 horas pós-eclosão (HPE). Foi utilizado zooplâncton (Cladocera) vivo e congelado e avaliado o desempenho e a sobrevivência das larvas. Foram testados sete manejos alimentares para conhecer o tempo adequado da transição do alimento vivo para o inerte, assim como da coalimentação no desempenho e sobrevivência das larvas. Foram preparadas lâminas histológicas, que foram coradas com HE, PAS-AB e Tricrômico de Gomori durante os experimentos para descrever o desenvolvimento ontogenético das larvas. Conclui-se que águas brancas assim como as verdes com maior quantidade de sólidos em suspensão, independentemente do substrato, são adequadas para a manutenção das larvas. Cladóceros congelados não foram aceitos por larvas de matrinxã. A transição alimentar do alimento vivo para o inerte pode ser aplicada entre 120 e 144 HPE (4º e 5º dia de vida). A transição alimentar tardia foi eficiente no manejo das larvas. Análises histológicas e histoquímicas demonstraram que os manejos alimentares aplicados não influenciam no desenvolvimento do trato digestório das larvas, sendo este em função da idade.

**Palavras-chave:** Histologia. Larvicultura. Piscicultura. Transição alimentar. Zooplâncton

**FOOD MANAGEMENT OF MATRINXÃ LARVAS, *Brycon amazonicus*  
(SPIX & AGASSIZ, 1829) AS A STRATEGY TO INCREASE  
PRODUCTION IN CAPTIVITY**

**ABSTRACT**

The larviculture of fish, especially those that show cannibal behavior, is now one of the main challenges for the development of fish farming in the Amazon. The objective of this study was to provide a theoretical reference on the environment farming and feeding management of matrinxã larvae that contributes to increase the production of juveniles. The study was carried out in the Aquaculture Station of the Experimental Farm of the Federal University of Amazonas - UFAM from November 2016 to January 2017 and November to December 2017. The work was divided into two chapters, the first to determine whether the type of water and substrate influences the performance and survival of the larvae, and the second included tests with different feeding management, feed transition and ontogeny of the digestive tract up to 168 HPE. Three types of water (clear, green and muddy) were tested with and without substrate and evaluated the performance of larvae between 48 and 168 hours after hatching (HAH). Live and frozen zooplanktons (Cladocera) were used and evaluated the performance and survival of larvae. Seven feeding managements were tested to determine the appropriate time of transition from live to inert food, and of co-feeding on larval performance and survive. Histological laminae stained with HE, PAS-AB and Tricrômico of the material collected during the food management experiments were prepared to describe the ontogenetic development of the larvae. White and green water with a higher amount of suspended solids, independent of the substrate are adequate for the maintenance of the larvae. The feed transition from live to inert food can be applied between 120 and 144 HAH (4th and 5th day of life). Frozen cladoceras were not accepted by larvae of matrinxã. Late feeding transition was efficient in larval management. Histological and histochemical analysis showed that the applied feeding maneuvers did not influence the development.

**Key words:** Histology. Larviculture. Pisciculture. Food transition. Zooplankton



## SUMÁRIO

	Página
1 INTRODUÇÃO.....	9
2 OBJETIVOS.....	14
2.1 Geral.....	14
2.2 Específicos.....	14
3 REVISÃO DE LITERATURA.....	15
4 CAPÍTULO I.....	22
4.1 INTRODUÇÃO.....	23
4.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	23
4.3 MATERIAL E MÉTODOS.....	26
4.4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	29
4.5 CONCLUSÕES.....	37
5 CAPÍTULO II.....	38
5.1 INTRODUÇÃO.....	39
5.2 OBJETIVOS ESPECÍFICOS.....	41
5.3 MATERIAL E MÉTODOS.....	42
5.4 RESULTADOS E DISCUSSÃO.....	49
5.5 CONCLUSÕES.....	94
CONSIDERAÇÕES FINAIS.....	95
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	96

## INTRODUÇÃO

A aquicultura é uma atividade que vem crescendo no Brasil, devido às condições favoráveis do território brasileiro para a realização dessa prática (PEDREIRA et al., 2009) e que, possui espécies de peixes nativos potencialmente cultiváveis (HAYASHI et al., 2004). Apesar do crescimento, o aproveitamento racional e otimizado ainda é incipiente. (CASTAGNOLLI, 1996; VALENTI et al., 2000).

A produção total da piscicultura brasileira foi de 507,12 mil toneladas em 2016, representando um aumento de 4,4% em relação ao ano anterior (IBGE, 2016). O estado do Amazonas ocupou em 2016 o oitavo lugar na produção brasileira de peixes (4,2% do total produzido), que corresponde aproximadamente 21 mil toneladas (IBGE, 2016).

No ranking das espécies mais criadas no Brasil em 2016, o tambaqui (*Colossoma macropomum*) ocupou a segunda posição (27% do total de peixes) que corresponde 136,99 mil toneladas, estando abaixo apenas da tilápia com produção de 239,09 mil toneladas (47,1% do total de peixes). Já a matrinxã (*Brycon amazonicus*) foi a sétima espécie mais produzida (1,7% do total) com 8,76 mil toneladas. O pirarucu (*Arapaima gigas*) é a oitava espécie nesse ranking (1,7% do total) o que corresponde a 8,63 mil toneladas (IBGE, 2016).

Na região amazônica o peixe representa a principal fonte de proteína para consumo humano, particularmente das populações ribeirinhas que apresentam um consumo *per capita* de pescado estimado entre 500 e 600 g/dia. Em Manaus o consumo de pescado é de 93,61 g/pessoa/dia e grande parte desta demanda é suprida pelo pescado oriundo da piscicultura (GANDRA, 2010).

A matrinxã é a segunda espécie mais cultivada na região, tanto em sistema semi-intensivo como intensivo (ZANIBONI-FILHO et al., 2006). Isso se deve às características favoráveis dessa espécie para o cultivo, como rápido crescimento, tolerância a altas densidades, adaptação para aproveitar eficientemente fontes proteicas de origem animal ou vegetal e fácil comercialização (REIMER, 1982).

Diversos trabalhos destacam o bom desempenho zootécnico da matrinxã (VAL; HONCZARICK, 1995; BRANDÃO et al., 2004; FIM, 2004; IZEL et al.,

2004). Este desempenho tem incentivado o uso dessa espécie na piscicultura, a qual tem aumentado progressivamente durante os últimos anos (SAMPAIO, 2010).

A oferta de pós-larvas e juvenis de matrinxã não está suprindo a demanda dos produtores regionais. O principal problema no processo de produção está relacionado aos aspectos reprodutivos e à larvicultura da espécie (SAMPAIO, 2010). Uma das causas é o comportamento canibal durante o desenvolvimento inicial, que diminui a oferta de formas jovens para a engorda, aumentando o preço de comercialização (BERNARDINO et al., 1993; LOPES et al., 1995; CECCARELLI, 1997). A perda de larvas em decorrência do canibalismo pode chegar até 90 % (SENHORINI et al., 2002).

Várias estratégias foram utilizadas com a finalidade de minimizar o canibalismo nas primeiras fases do desenvolvimento da matrinxã entre elas a oferta de zooplâncton e de larvas forrageiras (CECCARELLI; VOLPATO, 2001; ATENCIO-GARCIA, 2003; HOSHIBA, 2007).

A produção e utilização de alimento natural vivo são fundamentais durante o desenvolvimento inicial por apresentarem altos níveis de proteína de excelente qualidade, além de vitaminas, minerais, ácidos graxos essenciais e por possuírem enzimas necessárias para o crescimento e sobrevivências das larvas (PORTELLA et al., 2002; SIPAÚBA-TAVARES, 2003).

O uso de organismos zooplanctônicos melhora a sobrevivência e crescimento das larvas, nas fases de desenvolvimento em que estas não podem aproveitar os nutrientes presentes nas dietas inertes devido ao funcionamento rudimentar do seu trato digestório que não possui todas as enzimas requeridas para uma adequada digestão (PRIETO et al., 2006). Estes autores afirmaram que a produção de presas específicas em laboratório é importante para o manejo da primeira alimentação de larvas altriciais, as quais apresentam pouca mobilidade natatória, pouca reserva vitelínica, além de trato digestório morfofisiologicamente incompleto no momento do início da alimentação exógena, necessitando das enzimas das presas para seu desenvolvimento (NAKATANI, 2001; GUEVARA, 2003). Isto permite oferecer em condições

controladas, uma variedade de presas com tamanhos diferentes, e consequentemente pode aumentar a taxa de sobrevivência das larvas.

Sampaio (2010) trabalhando com o conteúdo estomacal de larvas de matrinxã observou que até 11 dias após a eclosão as mesmas têm preferência alimentar por cladóceros com o consumo de alimento inerte acontecendo posteriormente.

Em ambiente natural, as larvas da maioria dos Characiformes enquanto possuem o saco vitelínico, são conduzidas pelas águas dos rios no seu canal principal até atingirem as áreas de inundação onde adquirem seu primeiro alimento exógeno (LEITE; ARAÚJO-LIMA, 2002). Nesses locais, fatores como a turbulência e a turbidez contribuem para que estas não tenham sucesso na captura de suas presas, principalmente porque elas não são boas nadadoras.

A maior concentração de larvas com alimento no tubo digestório ocorre nas áreas de inundação recente, onde existem alimentos e formam-se abrigos naturais (JUNK, 1973; LEITE, 2000; LEITE; ARAÚJO-LIMA, 2002). Muitas dessas áreas estão na região de desembocadura dos canais que ligam os lagos aos rios e nas margens destes, nos primeiros meses de inundação.

Segundo Leite e Araújo-Lima (2002), larvas de matrinxã habitam lagos de várzea e áreas adjacentes dos rios Solimões/Amazonas onde encontram alimentação e abrigo, estando a dieta composta por zooplâncton e larvas de outras espécies de peixes (LEITE, 2004), porém estes autores não se referem a canibalismo. Nestes locais as larvas alcançam tamanhos maiores e rápido desenvolvimento quando comparado com a maioria das larvas de Characiformes (ARAÚJO-LIMA; DONALD, 1988).

Volpato (2000) utilizou diferentes cores de incubadoras para aumentar a sobrevivência e diminuir o canibalismo de *Brycon amazonicus*. Tamazouzt et al., (2000), concluíram que a cor do tanque afeta a sobrevivência de larvas de outras espécies. Pedreira (2008), trabalhando com *Brycon orthotaenia* encontrou que tanques verde claro, azul claro e branco promovem maior sobrevivência das larvas.

Apesar de ser verificado que fatores ambientais das áreas recém-inundadas

com abundante produção primária favorecem a alimentação e proporcionam abrigos nas fases iniciais no desenvolvimento das larvas, não existem trabalhos testando a influência do tipo de água no desempenho e sobrevivência de larvas de peixes em ambiente de criação.

Durante o processo de desenvolvimento dos peixes, podem ser observadas mudanças em seus hábitos alimentares ou nas suas dietas, que ocasionam adaptações morfológicas no aparelho digestório, sendo que à medida que o peixe cresce, acontecem modificações substanciais na estrutura e no comprimento do tubo digestivo (PREJS, 1981).

O conhecimento sobre o desenvolvimento estrutural do sistema digestório é essencial para compreender a fisiologia digestiva, determinar o período mais adequado de cada dieta e identificar fatores limitantes durante a larvicultura, afim de reduzir os entraves na produção, sincronizando o estágio do desenvolvimento e tecnologia de cultivo com as práticas alimentares das larvas de peixes (CAHU; ZAMBONINO-INFANTE, 2001).

Pesquisas sobre organogênese, histomorfologia e funcionalidade de tecidos e órgãos durante os primeiros estágios de vida dos peixes são escassos (FALK-PETERSEN, 2005). Essas pesquisas vêm sendo conduzidas com o objetivo de desenvolver dietas formuladas para substituição de alimento vivo em laboratórios (CAHU; ZAMBONINO-INFANTE, 2001), pois um obstáculo para a maioria das espécies de peixes é a dependência de zooplâncton durante o estágio larval (KOLKOVSKI, 2001).

Um dos principais problemas encontrados na larvicultura de peixes é determinar o momento mais adequado para a inclusão de alimento inerte na dieta durante a transição alimentar (JOMORI, 2008), já que o início da alimentação exógena e a fase de transição alimentar são momentos críticos no desenvolvimento das larvas. Esses períodos têm sido associados a altas taxas de mortalidade, e para que as larvas sobrevivam é necessário que todas as estruturas e órgãos relacionados com a absorção, digestão e assimilação de alimentos estejam formados em tempo hábil e o alimento apropriado esteja disponível. (YÚFERA; DARIAS 2007), já que o estômago, o pâncreas e o intestino não

estão totalmente formados no momento da eclosão (ZAMBONINO-INFANTE, 2001).

Técnicas histológicas têm contribuído para a compreensão da estrutura e da função do canal alimentar das larvas de peixes (GOVONI et al., 1986), sendo importantes ferramentas para avaliar o potencial de diferentes dietas (ONAL et al., 2008). Diversos estudos estão focados no desenvolvimento de enzimas digestórias e histoquímica do trato, porém a histomorfologia caracteriza-se como primeiro passo para o conhecimento das mudanças fisiológicas ocorridas durante a fase larval (MANGETI, 2006; FREITAS, 2015).

A análise das atividades de enzimas digestivas é um método bioquímico confiável, que pode fornecer informações sobre a fisiologia do aparelho digestório e estado nutricional das larvas de peixes (BOLASINA et al., 2006) e tem ajudado a definir as exigências nutricionais para diversos nutrientes como proteínas, lipídios e hidratos de carbono (TWINING et al., 1983).

Cornélio (2012) estudou a viabilidade da produção de organismos planctônicos (fitoplâncton e zooplâncton) em condições controladas, que possibilitou a utilização destes organismos na larvicultura de espécies nativas.

Assim, se torna necessário o investimento em pesquisas para a utilização de alimento vivo produzido em condições controladas adaptada às condições locais que suporte a alimentação de larvas de matrinxã aumentando a sobrevivência e a produção para atender a demanda dos produtores.

Neste contexto, objetiva-se com este trabalho conhecer o ambiente (tipo de água) que favoreça a manutenção das larvas em condições controladas e recomendar o protocolo alimentar mais adequado para o manejo alimentar das larvas de matrinxã, tendo como referencial a histoquímica do trato digestório. Estas pesquisas poderão servir de base para o manejo alimentar da espécie e aumentar a oferta de formas jovens para a engorda.

## **2 OBJETIVOS**

### **2.1 Geral**

Definir o tipo de água que favorece a sobrevivência e desempenho de larvas de matrinxã em ambiente controlado e estabelecer o manejo alimentar adequado das larvas, como estratégia para otimizar a produção de formas jovens para engorda.

### **2.2 ESPECÍFICOS**

1. Testar a influência do tipo de água no desempenho e sobrevivência de larvas de matrinxã em ambiente controlado;
2. Testar a aceitação de cladóceros vivos e congelados na alimentação da matrinxã;
3. Avaliar a eficiência de diferentes protocolos alimentares para definir a transição de alimento vivo para inerte em larvas de matrinxã;
4. Definir o protocolo alimentar mais adequado para o manejo de larvas de matrinxã;
5. Descrever histologicamente a ontogenia do trato digestório de larvas de matrinxã.

### 3 REVISÃO DE LITERATURA

#### 3.1 Matrinxã (*Brycon amazonicus*)

A matrinxã é um peixe de água doce, de clima tropical e originário da Bacia Amazônica (HOWES, 1982). Possui hábito alimentar onívoro na fase adulta, alimentando-se de frutos, sementes, insetos e outros invertebrados (PIZANGO-PAIMA *et al.* 2001). Durante a fase larval se alimenta de zooplâncton Cladocera (SAMPAIO, 2010). Na natureza, quando adulto, esse peixe pode alcançar de 3 a 4 kg e 40 cm de comprimento, atingindo maturação sexual com três anos de idade (ZANIBONI-FILHO, 1985).

É uma espécie reofílica, realizando movimentos migratórios caracterizando seis fases (baixada para desova, rio acima pós-desova, baixada do peixe gordo, arribação, pré-desova e para áreas de criação) (ZANIBONI-FILHO 1985; VILLACORTA-CORREA, 1987). O período reprodutivo é sazonal e ocorre na época da enchente dos rios amazônicos (novembro a janeiro) (LEITE, 2004; ZANIBONI-FILHO, 1985). Essa característica é similar em condições de cativeiro, obtendo-se desovas e oferta de juvenis apenas uma vez por ano.

Após saírem dos lagos e igarapés para a primeira migração, época em que o rio está enchendo, os peixes formam grandes cardumes e migram para o rio principal até o sítio de desova. Posteriormente, a matrinxã se desloca para florestas inundadas para se alimentar, onde permanece por 4-6 meses (GOULDING, 1979).

Além da sazonalidade reprodutiva, a sobrevivência de larvas e juvenis é muito baixa (20%), principalmente devido ao canibalismo existente nas primeiras fases de desenvolvimento desta espécie (BERNARDINO *et al.*, 1993; LOPES *et al.*, 1995; CECCARELLI, 1997).

As informações sobre larvas e juvenis de *B. amazonicus* em condições naturais são escassas, e isto ocorre porque os apetrechos utilizados na maioria dos estudos não são adequados para a sua captura, principalmente porque nas primeiras fases de desenvolvimento, os indivíduos desta espécie se encontram entre as macrófitas aquáticas (LEITE, 2004).



Segundo Leite e Araújo-Lima (2002), a alimentação natural das larvas de *B. amazonicus* se constitui de organismos zooplanctônicos, principalmente de cladóceros, além de larvas de outras espécies de peixes. Moura e Senhorini (1996) afirmaram que a larvicultura da matrinxã consiste no principal entrave tecnológico para a sua criação, pois nesta fase de desenvolvimento, as perdas de larvas em decorrência do canibalismo podem chegar a 90% (SENHORINI et al., 2002), o que dificulta a criação e ocasiona grandes prejuízos econômicos para a piscicultura na região.

Dessa forma, diversos estudos foram realizados na tentativa de minimizar o canibalismo em cativeiro, como, por exemplo, a utilização de diferentes tipos e tamanhos de alimento (CECCARELLI, 1997; ATENCIO-GARCÍA et al., 2003; PEDREIRA et al., 2006), o uso de hormônios tireoidianos (PARRA, 2003; LEONARDO et al., 2008) e do triptofano (HOSHIBA, 2007), formato e coloração dos aquários (PEDREIRA et al., 2006) e diferentes densidades de estocagem (SACCOL-PEREIRA; NUÑER, 2003).

### **3.2 A importância do alimento vivo na larvicultura de peixes**

Em larvas altriciais, o início da alimentação exógena é constituído por organismos planctônicos (LAVENS & SORGELOOS, 1998), sendo demonstrada a essencialidade de organismos vivos como alimento inicial para pós-larvas de peixes (JOMORI, 2001), uma vez que praticamente todas as espécies se alimentam de plâncton na fase de pós-larvas (SIPAÚBA-TAVARES, 2003).

O zooplâncton é uma fonte valiosa de proteínas, aminoácidos, lipídeos, ácidos graxos, minerais e enzimas (KIBRIA et al., 1997). A composição bioquímica do alimento vivo para os peixes é importante, sendo considerado o alimento que contém a maioria das substâncias nutritivas e que serve como base para dietas experimentais.

Os organismos zooplanctônicos possuem enzimas necessárias para o crescimento e sobrevivência das larvas (SIPAÚBA-TAVARES, 2003). Além disso, a movimentação natural desses organismos estimula o comportamento predatório das larvas (PORTELLA et al., 2002) e o alimento vivo fornecido para

as larvas em quantidades adequadas não compromete a qualidade da água (SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, 2003).

O zooplâncton apresenta ciclo de vida curto, alta taxa de fertilidade e capacidade de viver em agregados, características que facilitam seu cultivo. Sua movimentação lenta e corpo, colorido facilitam sua captura por parte das pós-larvas de peixes (LAVENS; SORGELOOS, 1996).

O uso de zooplâncton para as pós-larvas de peixes está sujeito ao tipo de larvicultura desenvolvida. Pode-se fornecer zooplâncton selvagem, diretamente de viveiros previamente adubados ou oriundos de cultivo de espécies isoladas em laboratório. Um dos problemas da utilização de zooplâncton selvagem é a possibilidade de introdução de patógenos e predadores (ADEYEMO et al., 1994; KERGUELEM, 2001).

A obtenção de zooplâncton em abundância e de boa qualidade nutricional é um requisito básico em qualquer projeto de piscicultura, objetivando melhorar as técnicas empregadas de modo a garantir uma melhor produção.

### **3.3 A influência do tipo de água (branca, clara e preta) em larvas de peixes na região amazônica.**

As espécies de peixes da bacia amazônica têm suas histórias de vida adaptadas às inundações sazonais, sendo que as migrações para a desova são fenômenos altamente relacionados ao ciclo hidrológico (SANTOS; FERREIRA, 1999; CAROSFELD et al., 2003).

No caso dos Characiformes migradores, como a matrinxã, a migração para a desova tem como destino os rios amazônicos de maior produtividade biológica, e o estímulo para a migração se dá no momento em que as águas destes rios se elevam e começam a inundar suas planícies adjacentes (LOWE-McCONNEL, 1999; LIMA; ARAÚJO-LIMA, 2004).

Segundo Barthem e Fabré (2004), os rios de águas barrentas da bacia amazônica, com alto teor de nutrientes e sólidos em suspensão, oriundos da porção andina da bacia, tais como o Solimões, o Amazonas, o Purus, o Juruá, entre outros, são os que detêm as planícies de inundação de alta produtividade,

denominadas áreas de várzea. Esta alta produtividade das áreas de várzea está ligada às características hidroquímicas das águas barrentas ou “brancas”, que favorecem a produção primária, a qual sustenta uma complexa rede trófica (SIOLI, 1984).

Após a desova, os ovos e larvas derivam no leito de rios de águas ditas brancas, principalmente próximo às margens, sendo dispersos na várzea através de canais de lagos e paranás, pela elevação do nível da água durante o período de enchente (ARAÚJO-LIMA, 1984). Desta forma, a desova na enchente proporciona maior facilidade de entrada nas planícies alagáveis para as larvas e, conseqüentemente, maior oportunidade de encontrar alimento e abrigo nas áreas de várzea (LEITE et al., 2000).

### **3.4 Estratégias alimentares para espécies nativas com utilização de zooplâncton**

Segundo Jomori et al (2005), na larvicultura intensiva, a alimentação representa cerca de 33% dos custos totais da produção, especialmente pelo alto custo de obtenção e produção do alimento vivo. Por isto, os pesquisadores buscam definir técnicas para o manejo alimentar de larvas que otimizem o processo produtivo, garantindo a qualidade e quantidade dos animais produzidos (MENOSSI et al., 2012).

De acordo com Silva (2016), larvas recém-eclodidas nutrem-se inicialmente de suas reservas vitelínicas. Após o início da alimentação exógena, apresentam digestão rudimentar, com intestino curto, células mucosas pouco diferenciadas e glândulas digestivas em processo de diferenciação, o que resulta em baixa atividade de enzimas digestivas (BALDISSEROTTO, 2002; DABROWSKI e PORTELLA, 2006).

A utilização de organismos vivos nas fases iniciais de vida dos peixes é o procedimento mais comumente utilizado, cujo objetivo é a obtenção de melhores resultados produtivos, como sobrevivência e crescimento (CONCEIÇÃO et al., 2010; TESSER e PORTELLA, 2011; JOMORI et al., 2012; MENOSSI et al., 2012).

Atualmente, a maioria dos alimentos vivos (copépodes, cladóceros e rotíferos) utilizados na larvicultura é proveniente de cultivo semi-intensivo ou diretamente da natureza (ALMEIDA, 2006), por isso a disponibilidade destes organismos é restrita em determinados períodos do ano (EVJEMO et al., 2003). No entanto, estas formas de obtenção podem prejudicar a produção das larvas, uma vez que não existe controle sobre as espécies de zooplâncton introduzidas nos cultivos, logo não há seleção do perfil nutricional (ALMEIDA, 2006) e também pode existir risco de introdução de vetores de doenças e de predadores (KNUCKEY et al., 2005).

Uma alternativa para este problema é a utilização de zooplâncton preservado e congelado, uma estratégia que permite manter a composição bioquímica do alimento ao longo do tempo (PICCINETTI et al., 2012). Conforme Rocha (2015), esse processo já é utilizado com copépodes que são recolhidos quando apresentam o maior valor nutricional, sendo posteriormente processados (Planktonic AS, Noruega), armazenados e facilmente utilizados na larvicultura de peixes ao longo do ano, aumentando o crescimento e a sobrevivência das larvas. Ainda segundo esse autor, os copépodes podem ser fornecidos diretamente às larvas ou serem utilizados como ingredientes de microdietas, contudo preservados/congelados apresentam a desvantagem de não serem tão atrativos visualmente como os vivos, pois são partículas inertes, não apresentando movimento.

Estudos relacionados ao desenvolvimento e nutrição dos organismos aquáticos preconizam a substituição do alimento vivo por dietas formuladas (FERNÁNDEZ-DÍAZ; YUFERA, 1997; ONAL; LANGDON, 2000). Essa transição pode ser feita de várias maneiras, todavia a mais usada é com um período curto de co-alimentação com alimento vivo e dieta formulada (HUNG et al., 2002; JOMORI et al., 2003). Isto porque a utilização de organismos vivos por um longo período na produção pode esbarrar em barreiras econômicas significativas, devido ao alto custo dispendido para a obtenção dos mesmos (JOMORI et al., 2005).

Conforme Menossi et al., (2012), as estratégias adotadas na fase de larvicultura de peixes nativos exercem influência sobre o crescimento, a sobrevivência e, também, sobre o desenvolvimento do trato digestório. Entretanto, ainda existem lacunas acerca das exigências nutricionais e da alimentação das larvas de peixes que precisam ser elucidadas (CAHU et al., 2003), pois manejos e protocolos de alimentação inicial viáveis e produtivos ainda não estão claramente definidos para larvas de muitas espécies nativas (SILVA, 2016).

A substituição precoce do alimento vivo pelo alimento inerte e avaliação das alterações ocorridas no sistema digestório, associadas à assimilação do alimento, ao crescimento e ao desenvolvimento corporal, são objetivos a serem alcançados na larvicultura de peixes (PORTELLA, 2004).

### **3.5 Ontogenia do sistema digestório**

Segundo Gisbert et al. (2013), apesar de serem considerados os menores vertebrados de vida livre que eclodem com sistema digestório simples, as larvas de peixes mostram eficiência com relação aos processos vitais (detecção, captura e ingestão da presa) e digestão de alimento (digestão enzimática e controle neuroendócrino do sistema digestório). Segundo esses autores, o conhecimento de diferenciações histológicas e morfológicas do sistema digestório ligado a estudos funcionais é essencial para o entendimento da fisiologia digestiva e nutricional de larvas de peixes

De acordo com Govoni et al. (1986), o canal alimentar de larvas de peixes, é morfológicamente, histologicamente e fisiologicamente menos elaborado que o canal alimentar de peixes adultos. O desenvolvimento do canal alimentar desde um canal simples e indiferenciado, para um intestino retilíneo incipiente característico da larva com saco vitelínico, para um canal alimentício complexo e segmentado, não é um processo gradual passando por rápidas mudanças. Segundo esses autores, as variadas adaptações estruturais das larvas de peixes ao longo do seu desenvolvimento, são características da diferente adaptação funcional a dieta ofertada.

Apesar da simplicidade do trato digestório, larvas de peixes teleósteos possuem grande potencial de crescimento, que é de 10 a 100% por dia (CONCEIÇÃO et al., 1998), que geralmente não é observado quando passam precocemente pela transição do alimento vivo para o alimento inerte, resultando muitas vezes em baixo crescimento e elevada mortalidade (TESSER et al., 2005).

As alterações morfológicas no sistema digestório decorrentes da alimentação em larvas de peixes têm sido avaliadas no sentido de complementar as informações geradas em estudos zootécnicos. RÖSCH e SEGNER, (1990) opinaram que o insucesso no desenvolvimento de dietas inertes para larvas de peixes marinhos é decorrente, principalmente, da focalização dos estudos somente na dieta e não do entendimento das interações dieta / peixe. Técnicas histológicas, microscopia de luz e microscopia eletrônica de transmissão e de varredura, têm contribuído para o entendimento da estrutura e função do canal alimentar de larvas de peixes (GOVONI et al., 1986).

As características morfoanatômicas e funcionais do sistema digestório das larvas nos estádios iniciais de desenvolvimento também servem para otimizar a utilização das dietas e para o entendimento do processo de transição alimentar. Em condições de cultivo esta informação é essencial para o estabelecimento de práticas de manejo e protocolos que sincronizem o estado fisiológico das larvas com seus requerimentos nutricionais (GISBERT et al., 2013).

#### **4. CAPÍTULO I**

**O TIPO DE ÁGUA E MACRÓFITA AQUÁTICA INFLUENCIAM A  
SOBREVIVÊNCIA E DESEMPENHO DAS LARVAS DE MATRINXÃ,  
*Brycon amazonicus*?**

## 4.1 INTRODUÇÃO

A matrinxã é uma espécie de reconhecida importância na região amazônica devido à qualidade da sua carne, e características zootécnicas na piscicultura. Entretanto, a pouca disponibilidade de juvenis disponíveis para engorda dificultam sua produção em larga escala no estado do Amazonas.

Entre as dificuldades que afetam o abastecimento de formas jovens da matrinxã estão a sazonalidade reprodutiva e as altas taxas de canibalismo que esta espécie apresenta durante seu desenvolvimento inicial. Esta problemática justifica as pesquisas durante a larvicultura com o intuito de aumentar a sobrevivência e o desempenho inicial onde foram registradas altas taxas de mortalidade (BERNARDINO *et al.*, 1993; CECCARELLI, 1997).

Os rios que formam a bacia amazônica podem ser classificados de acordo com a cor das suas águas, em três categorias: águas brancas, águas claras e águas pretas, que se relacionam com suas origens geológicas e suas áreas de captação (SIOLI, 1968). Segundo Furch e Junk (1997), rios de água branca são oriundos terrenos andinos e pré andinos, sendo ricos em minerais dissolvidos, enquanto que rios de águas claras e pretas drenam terrenos do escudo brasileiro e guianense.

Conforme Sioli (1968), nos rios de águas brancas, processos erosivos e deposicionais intensos resultam em altas cargas de silte e argila suspensos, que são transportados, resultando em águas de cor lamacenta com alta condutividade ( $64-75 \mu/\text{cm}^{-1}$ ) e alta capacidade de intercâmbio de cátions dos solos das áreas de várzea. Já rios de água negra e clara têm poucos sólidos suspensos e baixa condutividade ( $9-10 \mu/\text{cm}^{-1}$ ) e as águas são transparentes (água clara) variando para verde dependendo do crescimento de fitoplâncton ou cor de chá (água negra) dependendo da concentração de compostos orgânicos dissolvidos.

A desova da maioria dos Characiformes, entre elas a da matrinxã ocorre no canal principal durante a enchente das águas, e as larvas são carregadas pela correnteza rio abaixo e dispersadas nas planícies inundadas (ARAUJO-LIMA;



OLIVEIRA, 1998). Nestes locais, plantas herbáceas, crescem rapidamente durante a enchente, formando habitats para as larvas e juvenis, que coincidem com o incremento de suprimento de alimento e áreas de refúgio (JUNK, 1980; ARAUJO-LIMA; GOULDING, 1998). Embora adultos dos Characiformes sejam encontrados em águas claras e negras, suas larvas e juvenis não são encontrados nestes tipos de água (ARAUJO-LIMA et al., 1986).

Segundo Goulding (1980), os Characiformes migram de tributários de águas pretas e claras, com áreas de inundação mais pobres em nutrientes, para desovar nos rios de águas brancas, de planícies mais produtivas. Assim, as confluências de lagos ou rios de águas pretas e claras com os rios de água branca são importantes áreas de estímulo para a desova destes peixes (GOULDING, 1979; ZANIBONI-FILHO, 1985).

É conhecido que após a desova os ovos dos peixes amazônicos são carregados pela correnteza para as áreas de várzea (com águas turvas e verdes), que são conhecidas como berçários, onde os peixes encontram alimentação e abrigo, permanecendo nestes locais durante seu desenvolvimento inicial e na fase juvenil (GOULDING, 1980; ARAÚJO-LIMA; GOULDING, 1997; LEITE, 2004).

Lima e Araújo-Lima (2004), trabalhando com larvas de sete espécies de Characiformes em nove rios da Bacia amazônica, entre elas a matrinxã, suportam a hipótese de que os rios de água branca da região funcionam como locais de desova, com suas planícies inundadas funcionando como berçário para estádios iniciais de desenvolvimento.

Araújo-Lima (1990), afirma que no momento da primeira alimentação, as larvas de Characiformes migradores (entre eles a matrinxã), têm maior sobrevivência próxima às áreas de várzea. Já Volpato (2000) relatou que a cor da incubadora pode minimizar o canibalismo das larvas de matrinxã e concluiu que em incubadoras de cor verde as pós-larvas se adaptaram melhor e tiveram um crescimento três vezes maior quando comparado com as cores de incubadora amarela, azul, vermelha e branca.

De acordo com Pedreira (2002), o sucesso do cultivo de larvas de peixes está relacionado à capacidade de percepção da presa pela larva, que aumenta com o contraste entre as cores da presa e da incubadora, e com a luminosidade adequada. O uso de habitats artificiais com objetivo de proporcionar áreas de desova é uma prática antiga e testada na pesca marinha (SEAMAN Jr. & SPRAGUE, 1991).

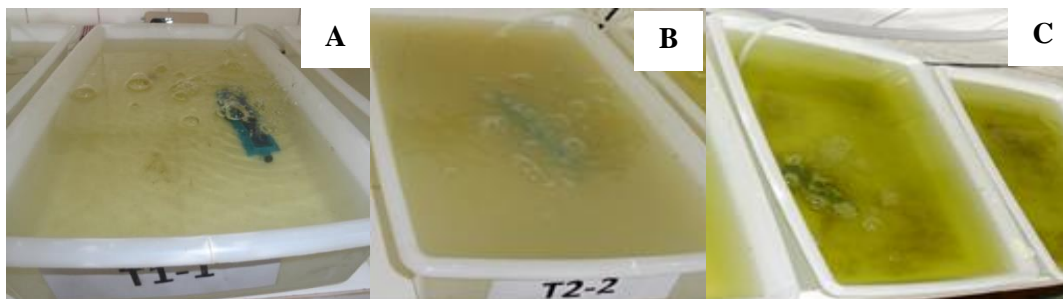
Com a finalidade de minimizar o canibalismo da matrinxã em ambientes confinados, várias pesquisas foram realizadas, porém o tipo de água a ser utilizado nos sistemas de produção, não foi testado. Considerando que o tipo de água deve ser o mais próximo possível daquele do ambiente natural do peixe, este trabalho teve como objetivo responder a seguinte questão: “O tipo de água e macrófita aquática têm influência no desempenho e sobrevivência da matrinxã”?

## 4.2 MATERIAL E MÉTODOS

Foram realizados dois experimentos, sendo o primeiro no período de 25 a 29 de novembro de 2016 e o segundo de 28 a 02 de dezembro de 2017, na Estação de Aquicultura da Fazenda Experimental da Universidade Federal do Amazonas (UFAM), situada no km 38 da BR 174 (Manaus-Boa Vista).

### EXPERIMENTO 1

Foram testados três tratamentos, onde, **AC**=água clara; **AT**= água turva e **AV**= água verde (cultura de *Chlorella*) (Figura 01). Cada tratamento teve quatro repetições, num delineamento experimental inteiramente casualizado. As larvas foram previamente aclimatadas (20 Horas Pós Eclosão- HPE) e estocadas com 24 HPE na densidade de 45 indivíduos/litro, totalizando 180 larvas em cada unidade experimental com volume útil de quatro litros.



**Figura 01.** Três tipos de águas utilizados no experimento: A- Água clara (**AC**); B- Água turva (**AT**); C- Água verde (**AV**).

Durante o período experimental, foi mantida aeração constante por meio de pedra porosa associada a um compressor radial. A água foi renovada diariamente com troca de aproximadamente 10% do volume total, sendo nesse momento realizada a limpeza das unidades.

As variáveis ambientais (temperatura, oxigênio dissolvido, pH) foram mensuradas durante o período duas vezes ao dia (07:00 e 18:00). As larvas foram alimentadas com cladóceros (*Moina* sp. e *Diaphanosoma* sp.) na concentração

de 3 organismos/ml equivalente a 12.000 indivíduos por unidade experimental, oito vezes ao dia. Uma amostra de 5 larvas foi retirada diariamente de cada unidade experimental totalizando 20 larvas por tratamento.

Ao final do experimento, quando existia sobrevivência, foram coletadas 8 larvas de cada unidade experimental, totalizando 32 larvas por tratamento. As amostras foram fixadas em formol a 4% tamponado com carbonato de cálcio para posterior análise. Para determinação dos índices zootécnicos foram aferidos o peso inicial (PI), peso final (PF), comprimento inicial (CI), comprimento final (CF), biomassa inicial (BI), biomassa final (BF), taxa de crescimento específico (TCE) (% por dia) =  $100 \times [(\ln \text{ peso final} - \ln \text{ peso inicial}) / \text{dias}]$  e fator de condição relativo (Kn), que foi estimado pela equação  $y = a + bx$ , onde:

As medidas foram realizadas em microscópio estereoscópico provido de um *software* de análise de imagem e o peso em balança analítica com precisão de quatro casas decimais. A sobrevivência final das larvas (%) foi calculada a partir da fórmula:  $S (\%) = (NF/NI) \times 100$  (NI = número inicial de larvas; NF = número final de larvas).

Os dados da sobrevivência final das larvas de cada tratamento foram submetidos a testes de normalidade e homogeneidade de variância e posteriormente foi aplicado o método Holm-Sidak ( $p < 0,001$ ) para verificar as diferenças entre os tratamentos. Os dados de desempenho das larvas de cada tratamento após análise de normalidade e homogeneidade foram submetidos aos testes: Dunn's ( $p = 0,04$ ) para PF; Holm-Sidak ( $p = 0,001$ ) para CF e Kruskal-Wallis ( $p = 0,997$ ) para Kn.

## EXPERIMENTO 2

Nesse experimento, foram testados seis tratamentos, onde: **AC**=água clara; **ACM**= água clara + macrófita aquática, **AV**= água verde (cultura de *Chlorella*); **AVM**= água verde (cultura de *Chlorella*) + macrófita aquática; **AT**= água turva (rio Solimões); **ATM**= água turva (rio Solimões) + macrófita aquática. A macrófita aquática utilizada foi a *Cabomba* sp.

Cada tratamento teve quatro repetições, num delineamento experimental inteiramente casualizado. As larvas foram previamente aclimatadas (20 HPE) e estocadas com 24 HPE, na densidade de 45 indivíduos/litro, totalizando 180 larvas em cada unidade experimental com volume útil de quatro litros. Durante o período experimental, foi mantida aeração constante por meio de pedra porosa associada a um compressor radial.

A água foi renovada a cada dois dias, com troca de 50% do volume total, sendo nesse momento realizada a limpeza das unidades. As variáveis ambientais (temperatura, oxigênio dissolvido, pH) foram medidas durante o período três vezes ao dia (07:00;14:00 e 18:00).

As larvas foram alimentadas com Cladocera na concentração de 3 organismos/ml equivalente a 12.000 indivíduos por unidade experimental, oito vezes ao dia. Uma amostra de 5 larvas foi retirada diariamente de cada unidade experimental, totalizando vinte larvas por tratamento. Para a avaliação do crescimento e da sobrevivência, foram realizadas biometrias no início e ao final do experimento.

### **4.3 RESULTADOS E DISCUSSÃO**

#### **EXPERIMENTO 1**

##### **Desempenho zootécnico**

O peso médio final das larvas na água verde foi  $3,15 \pm 1,03$  mm, valor que é significativamente maior ( $p=0,04$ ) quando comparado com a água turva e água clara. O comprimento médio final das larvas na água clara foi de  $7,42 \pm 0,49$  mm na água verde significativamente maior ( $p=0,001$ ) comparado com os comprimentos das larvas na água turva e não significativo com relação aos comprimentos da água clara.

A taxa de crescimento específico e fator de condição relativo no não diferiram significativamente entre tratamentos. A sobrevivência das larvas na

água turva foi de 73,92%, o que foi significativamente maior ( $p < 0,001$ ) quando comparado com a sobrevivência na água verde e na água clara (Tabela 01).

Tabela 01. Desempenho zootécnico de larvas de matrinxã com diferentes tipos de água até 120 horas pós-eclosão

Variável	Tratamentos		
	Água clara	Água turva	Água verde
	Média	Média	Média
Peso inicial (mg)	1,21±0,23	1,21±0,23	1,21±0,23
Peso final (mg)	2,8 ±0,59 <sup>ac</sup>	2,5 ±0,60 <sup>cb</sup>	3,15±1,03 <sup>a</sup>
Comprimento inicial (mm)	5,25±0,36	5,25±0,36	5,25±0,36
Comprimento final (mm)	7,26 ± 0,33 <sup>ac</sup>	6,98±0,43 <sup>cb</sup>	7,42±0,49 <sup>a**</sup>
Taxa de crescimento específico (%) <sup>NS</sup>	21,4 ± 0	18,13±4,34	23,84±3,96
Fator de condição relativo	0,99 ±0,08	1,00±0,07	1,01±0,13
Sobrevivência (%)	5,41±6,68 <sup>c</sup>	73,92±4,31 <sup>a**</sup>	54,32±5,66 <sup>b</sup>

\*Significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $p=0,04$ ) \*\*significativo ao nível de 1% de probabilidade ( $p < 0,001$ ).

### Variáveis físicas e químicas da água

Durante a realização do experimento, os valores médios da temperatura das unidades experimentais variaram de 25,5 a 25,9°C. O oxigênio dissolvido variou entre 5,72 e 5,78 mg.l<sup>-1</sup>. O pH oscilou entre 7,81 e 8,05 e a condutividade elétrica entre 88 e 120,6  $\mu\text{.cm}^{-1}$  sem diferenças significativas entre as variáveis (Tabela 02).

Tabela 02. Valores das variáveis físicas e químicas da água no período experimental

Variável	Valores médios		
	Água clara	Água turva	Água verde
Temperatura (°C)	25,56 ±1,40	25,96 ± 1,60	25,81± 1,49
Oxigênio Dissolvido (mg. l <sup>-1</sup> )	5,78 ±0,52	5,62 ± 0,38	5,64 ± 0,55
pH	8,05 ± 0,12	8,05 ± 0,06	7,81 ± 0,07
Condutividade Elétrica ( $\mu\text{.cm}^{-1}$ )	88 ± 35,06	100,85 ± 43,97	120,60 ± 35,75

Sioli (1968) classificou as águas da bacia amazônica em: águas brancas, pretas e claras e segundo Jegu (1992) e Cox-Fernandes (1999), a composição da fauna de peixes varia entre os tipos de água. Conforme Sioli (1984), no período

de enchente, ocorre um transbordamento do canal dos rios de águas brancas que invadem grandes áreas adjacentes (chamadas de várzea) e permitem que muitos organismos ocupem esses locais em busca de alimento e abrigo. A alta produtividade das áreas de várzea está ligada às características hidroquímicas das águas barrentas com alto teor de nutrientes e sólidos em suspensão, que favorecem a produção primária, a qual sustenta uma complexa rede trófica.

A desova da maioria dos Characiformes ocorre durante a enchente dos rios, a qual coincide com um incremento no suprimento de alimento e áreas de refúgio para os peixes jovens. A desova ocorre no canal principal, (águas barrentas) com as larvas sendo carreadas pela correnteza rio abaixo e dispersadas nas planícies inundadas (ARAUJO-LIMA e OLIVEIRA, 1998).

Lima e Araújo-Lima (2004), com o intuito de verificar o comportamento de desova de 7 espécies de Characiformes, entre elas a matrinxã, em 9 rios da Amazônia, observaram que a distribuição das larvas estava relacionada com a concentração de sólidos em suspensão.

Na bacia amazônica, os habitats aquáticos mais produtivos são os rios de águas brancas, que apresentam altos valores de produção de fitoplâncton, perifiton e zooplâncton (várzeas). Em rios de águas claras e pretas, as taxas potenciais de predação podem ser mais altas devido a que os ovos e as larvas podem ser vistos mais facilmente pelos predadores por causa de poucos sólidos suspensos (LIMA e ARAUJO-LIMA, 2004).

O canibalismo tem sido considerado a principal dificuldade na larvicultura de *B.amazônicus* por comprometer a obtenção de produções comerciais (GOMES et al., 2000). O comportamento canibalístico dessa espécie tem seu período crítico entre 30 e 40 horas após a eclosão, quando a larva ainda apresenta quantidades razoáveis de vitelo (CECCARELLI; SENHORINI, 1996; VOLPATO 2001). Nesta fase de desenvolvimento, as larvas colonizam as áreas inundadas por rios de água branca, ricas em nutrientes e com alta produtividade (ARAUJO-LIMA; OLIVEIRA, 1998).

Analisando os dados do Experimento 1, observou-se que na água verde as larvas alcançaram comprimento e peso final, maiores do que na água turva e

clara. Já a sobrevivência foi maior tanto na água verde quanto na água turva em relação a água branca. A taxa de crescimento específico (TCE) e o fator de condição relativo não diferiram entre tratamentos.

Assim, considerando a sobrevivência como a variável de maior interesse em termos de minimizar o canibalismo e aumentar a produção de juvenis, a água turva seria a recomendada para a manutenção das larvas em ambiente confinado. Apesar de as larvas na água verde terem apresentado menor sobrevivência em relação à água turva, em termos de produção nesta fase crítica de crescimento esta percentagem de sobrevivência é aceitável. A maior sobrevivência na água turva pode ser atribuída à menor possibilidade de visualização das presas.

Em termos de sobrevivência e ganho de peso, que são as variáveis mais importantes quanto a produção, nessa fase crítica que é a larvicultura, considerou-se que os tratamentos com água turva e verde tiveram vantagem em relação à água clara. O fator de condição e TCE, semelhantes no tratamento com água branca, pode ser atribuído à baixa sobrevivência, consequência do canibalismo que pode ter ocorrido neste tratamento.

As variáveis físicas e químicas (temperatura, oxigênio dissolvido, pH da água e condutividade elétrica) durante a realização do experimento ficaram dentro dos limites de tolerância do gênero *Brycon* encontrados por outros autores (ATENCIO-GARCIA et al., 2003; PEDREIRA, 2008).

A condutividade elétrica foi elevada se comparada com o padrão estabelecido por Sioli (1968), que considerou que para as águas brancas a composição mineral de sólidos suspensos resulta em uma condutividade entre 64 e 75  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$  e para as águas claras existem poucos sólidos suspensos e baixa condutividade (9-10  $\mu\text{S}\cdot\text{cm}^{-1}$ ), onde as águas são transparentes e variam para uma coloração verde dependendo do crescimento do fitoplâncton. As altas condutividades elétricas das águas do experimento podem ser atribuídas a quantidade de zooplâncton que era fornecido para a alimentação das larvas (64 indivíduos/larva), assim como à mortalidade do plâncton e das larvas.

Concluiu-se assim, pelos resultados apresentados neste experimento, que as águas turvas são mais adequadas em termos de sobrevivência e ganho de peso



das larvas. Porém, não se descarta a possibilidade da utilização da água verde devidamente melhorada, em termos de quantidade fitoplanctônica que resultaria em maior quantidade de sólidos em suspensão, o que por sua vez diminuiria as taxas de canibalismo.

Os resultados encontrados suportam a hipótese de que a produtividade e maior concentração de sólidos em suspensão que ocorre nas várzeas (áreas inundadas por rios de água branca) são propícias para o desenvolvimento inicial da matrinxã conforme informações encontradas na literatura (GOULDING, 1980; SIOLI, 1984; ARAUJO-LIMA; OLIVEIRA, 1998; LIMA; ARAUJO-LIMA, 2004). Assim, o conhecimento das informações sobre a bioecologia dos peixes constitui um referencial para o manejo em condições confinadas.

Para uma melhor verificação da qualidade de água a ser utilizada na larvicultura da matrinxã torna-se necessário verificar se a presença de macrófita aquática pode melhorar o desempenho e sobrevivência das larvas. Conjectura-se que áreas turvas com macrófitas aquáticas funcionem como berçários para o desenvolvimento inicial da matrinxã.

## EXPERIMENTO 2

**Desempenho zootécnico**

O peso e comprimento final foram significativamente maiores na água verde com e sem macrófitas e na água turva com macrófitas. Na água clara as larvas tiveram menor desempenho quanto a esta variável. A taxa de crescimento específico (TCE) foi maior na água verde e turva com e sem macrófitas quando comparado com a clara. A sobrevivência foi maior na água verde e turva com e sem macrófitas comparado com a água clara (Tabela 03).

Tabela 03. Desempenho zootécnico de larvas de matrinxã com diferentes tipos de águas e substrato até 120 horas pós- eclosão

Variável	Tratamentos					
	Água clara s/macrófita	Água clara c/ macrófita	Água verde s/macrófita	Água verde c/ macrófita	Água turva s/macrófita	Água turva c/ macrófita
	Média	Média	Média	Média	Média	Média
<b>Peso inicial (mg)</b>	1,54 ± 0,28	1,54 ± 0,28	1,54 ± 0,28	1,54 ± 0,28	1,54 ± 0,28	1,54 ± 0,28
<b>Peso final (mg)</b>	2,57 ± 0,58 <sup>b</sup>	2,66 ± 0,54 <sup>c</sup>	4,44 ± 0,66 <sup>a</sup>	<b>5,32 ± 0,98<sup>a</sup></b>	3,38 ± 0,95 <sup>d</sup>	4,41 ± 1,21 <sup>a</sup>
<b>Comprimento inicial (mm)</b>	5,58 ± 0,28	5,58 ± 0,28	5,58 ± 0,28	5,58 ± 0,28	5,58 ± 0,28	5,58 ± 0,28
<b>Comprimento final (mm)</b>	6,17 ± 0,30 <sup>c</sup>	6,16 ± 0,37 <sup>b</sup>	7,62 ± 0,35 <sup>a</sup>	7,63 ± 0,36 <sup>a</sup>	7,02 ± 0,38 <sup>d</sup>	<b>7,81 ± 0,43<sup>a</sup></b>
<b>Taxa de crescimento específico (%)</b>	11,08 ± 2,05 <sup>ab</sup>	12,65 ± 1,37 <sup>ac</sup>	25,16 ± 2,43 <sup>a</sup>	<b>30,02 ± 1,3<sup>ad</sup></b>	18,8 ± 6,64 <sup>a</sup>	26,74 ± 3,89 <sup>a</sup>
<b>Fator de condição relativo</b>	1,00 ± 0,09	1,00 ± 0,08	1,00 ± 0,05	1,00 ± 0,06	1,01 ± 0,11	1,02 ± 0,14
<b>Sobrevivência (%)</b>	6,9 ± 8,94 <sup>b</sup>	9,3 ± 1,46 <sup>bc</sup>	<b>49,6 ± 10,44<sup>a</sup></b>	44,6 ± 8,77 <sup>a</sup>	38,6 ± 6,67 <sup>a</sup>	34,4 ± 8,33 <sup>a</sup>

CV = coeficiente de variação \*Significativo ao nível de 5% de probabilidade (p =0,04)

\*\*significativo ao nível de 1% de probabilidade (p<0,001)

### Variáveis físicas e químicas da água

A temperatura manteve-se entre 24,33 e 24,58°C durante o período experimental, o oxigênio dissolvido entre 7,18 e 7,35 mg.l<sup>-1</sup> e o pH entre 7,43 e 7,61 (Tabela 04).

Tabela 04. Valores das variáveis físicas e químicas da água no período experimental

Variável	Valores médios					
	Água clara s/ macrófita	Água clara c/ macrófita	Água verde s/ macrófita	Água verde c/ macrófita	Água turva s/ macrófita	Água turva c/ macrófita
Temperatura (°C)	24,57 ± 0,39	24,25 ± 0,40	24,44 ± 0,33	24,33 ± 0,65	24,58 ± 0,38	24,40 ± 0,55
Oxigênio Dissolvido (mg.l <sup>-1</sup> )	7,18 ± 0,36	7,3 ± 0,29	7,21 ± 0,33	7,21±0,28	7,0 ± 0,32	7,20 ± 0,26
pH	7,50 ± 0,11	7,61 ± 0,18	7,53 ± 0,26	7,55 ± 0,28	7,43 ± 0,14	7,51 ± 0,15

A desova da maioria das espécies de Characiformes ocorre no canal do rio, sendo as larvas carregadas pela correnteza e dispersas nas áreas de várzea onde plantas aquáticas enraizadas e flutuantes crescem rapidamente durante a enchente. Assim, estas plantas formam importantes refúgios para os organismos aquáticos durante os períodos críticos do seu ciclo de vida. (JUNK, 1980; JUNK 1992; ARAUJO-LIMA; OLIVEIRA, 1998; SANCHEZ-BOTERO; ARAUJO-LIMA, 2001).

Leite e Araújo Lima (2002) demonstraram que 100% de larvas e / ou juvenis da matrinxã *B. amazonicus* com comprimento padrão entre 7 e 15mm encontrados em bancos de macrófitas aquáticas, estavam em atividade alimentar, sendo o principal item de sua dieta larvas de peixes.

Silva (2009), encontrou maior abundância de juvenis de matrinxã em áreas de várzea do Rio Solimões, que apresentam águas tipicamente brancas ou “barrentas” e transparência da água mais baixa.

Águas pretas possuem estrutura trófica mais pobre com relação aos sistemas de águas brancas (SIOLI, 1984). Assim, as larvas e juvenis de matrinxã que dependem energeticamente da comunidade larval e zooplânctônica na fase inicial da vida ficariam sem alimento (LEITE; ARAUJO-LIMA, 2002)

Os resultados encontrados neste trabalho, sobre o desempenho dos peixes em diferentes tipos de água (com substrato e sem substrato) revelaram que os peixes apresentaram maior sobrevivência e desempenho em águas verde e turva, com e sem substrato em relação à água clara.

A utilização de apenas uma espécie de macrófita de aquática e de alimento (cladóceros) pode ter influenciado no resultado citado, uma vez que em áreas de várzea as macrófitas aquáticas, por possuírem uma complexidade estrutural de folhas e raízes espécie-específica, abrigam uma grande diversidade de invertebrados aquáticos e larvas de peixes. Estes organismos fazem parte da dieta da matrinxã, que nas primeiras fases de desenvolvimento se alimenta de zooplâncton (LEITE; ARAUJO - LIMA, 2002; LEITE, 2004).

Em função desses resultados, pode-se sugerir que a água clara é a menos adequada para a larvicultura da matrinxã na fase de crescimento testada (entre 5,58 e 7,81mm de comprimento total e 1,54 e 5,32 mg de peso).

Independentemente do substrato, águas mais turvas (branca e verde), com maior quantidade de sólidos em suspensão, podem ser utilizadas para a larvicultura da matrinxã. Estes resultados discordam com a prática rotineira nas estações de piscicultura, onde são utilizadas principalmente águas claras durante a larvicultura da matrinxã. As variáveis físicas e químicas da água foram mantidas na faixa de conforto térmico durante a larvicultura da matrinxã.

## CONCLUSÕES

As águas verdes e turvas, independentemente da presença de macrófitas aquáticas, são adequadas para a larvicultura da matrinxã, devido a maior concentração de íons na água, e conseqüentemente maior teor de sólidos totais dissolvidos que podem influenciar na menor visualização dos congêneres, diminuição do canibalismo e conseqüente aumento da sobrevivência.

## 5. CAPÍTULO II

**DESENVOLVIMENTO DO TRATO DIGESTÓRIO E DIFERENTES  
MANEJOS ALIMENTARES DURANTE A LARVICULTURA DA  
MATRINXÃ, *Brycon amazonicus***

## 5.1 INTRODUÇÃO

O manejo alimentar tem influência não apenas no desempenho zootécnico dos animais, mas influi, também, nos custos, já que o mesmo é dependente da quantidade de ração utilizada e da necessidade de mão-de-obra, o que pode aumentar o custo final da produção (MEURER et al., 2008).

A fase larval representa um dos períodos críticos na aquicultura de muitas espécies de peixes. O alimento tradicionalmente usado na larvicultura de muitas espécies marinhas constitui-se de rotíferos (*Brachionus* spp.) e de artêmias (*Artemia* spp.). A possibilidade de preservar plâncton coletado (quando este tem o maior valor nutricional), para ser armazenado e facilmente utilizado ao longo do ano constitui uma alternativa para diminuir a dependência do alimento vivo, desde que proporcione taxas de crescimento e sobrevivência larvares semelhantes.

Em algumas espécies de peixes, durante as fases iniciais de desenvolvimento, são utilizados alimentos vivos congelados, como uma forma de manejo alimentar, especialmente metanúplios de artêmias, rotíferos e copépodes (PEDREIRA, 2003; ROCHA, 2015). O uso deste tipo de alimento torna a transição ou desmame ainda mais gradual entre o alimento vivo e as microdietas, facilitando a ingestão de alimentos e reduzindo a mortalidade.

Alguns produtores da região amazônica vêm utilizando com sucesso Cladóceros congelados na alimentação de larvas de pirarucu (*Arapaima gigas*), entretanto não há informações sobre a aceitação do zooplâncton congelado por outras larvas de peixes, entre elas a matrinxã (*Brycon amazonicus*).

Os alimentos vivos congelados facilitam a transição alimentar das larvas, que consiste no processo pelo qual as mesmas começam a aceitar alimento artificial (ração), deixando parcial ou totalmente, o alimento natural (presas vivas).

Entretanto, ocasionam a deterioração da qualidade da água causada pela desintegração dos mesmos piorando as características nutricionais causadas pela lixiviação de nutrientes.

Considerando que as espécies zooplanctônicas são sensíveis às mudanças ambientais, a utilização de alimento congelado produzido em condições controladas, possibilitaria a formação de um estoque para ser utilizado durante a larvicultura. Isto teria efeitos na redução de mão-de-obra e otimização do tempo no processo de produção.

Artêmias congeladas têm características intermediárias entre os dois tipos de alimentos. Palatabilidade, composição nutricional, cor e textura são semelhantes ao de artêmias vivas, de modo que as larvas já estão acostumadas a consumi-lo no primeiro período de vida. Por outro lado, artêmias congeladas afundam e não nadam, e isso as torna semelhantes às microdietas, permitindo que as larvas aprendam a comer alimentos inertes com maior facilidade.

Um entrave da alimentação na fase de larva, para a maioria das espécies de peixes, é o fornecimento de alimento vivo, geralmente organismos planctônicos (SOARES, 2000). A utilização de dietas artificiais como única fonte de alimento não tem resultado em sucesso para a maioria das espécies, porém o seu consórcio com o alimento vivo tem sido mais eficiente (DILAURO; KRISE, 1998).

A transição alimentar é uma etapa muito crítica da larvicultura, na qual há grandes possibilidades de mortalidade. O sucesso desta etapa está ligado ao conhecimento do momento certo para a oferta do alimento artificial. Isto se reflete no crescimento adequado e alta sobrevivência das larvas.

A transição alimentar em peixes de água doce acontece mais precocemente que em peixes marinhos. O sucesso da transição alimentar está relacionado à capacidade digestória da larva, à qualidade da ração e ao adequado treino alimentar (GAWLICKA et al., 2000).

As larvas altriciais apresentam escassa reserva de vitelo e não possuem o sistema digestório completamente formado e funcional ao iniciarem a alimentação exógena (KOLKOVSKI, 2001), o que as torna altamente dependentes de alimentos vivos na sua alimentação inicial (PORTELLA et al., 2002).



Jomori et al. (2008), afirmaram que a substituição precoce do alimento vivo para o inerte pode diminuir os custos de produção. No entanto, apesar dos avanços obtidos nas pesquisas realizadas, a maioria dos trabalhos relata que a utilização de alimento inerte como primeiro alimento exógeno na larvicultura é inviável economicamente (TESSER et al., 2005; MENOSSI et al., 2012).

A substituição muito precoce do alimento vivo pelo inerte tem levado a uma redução no crescimento e na sobrevivência das pós-larvas (JELKIC et al., 2012) comparando-se ao crescimento observado com maior tempo de oferta do alimento vivo (LOMBARDI; GOMES 2008).

A alimentação inicial de larvas de peixe com microdietas por desmame repentino geralmente causa baixo crescimento e sobrevivência, e um atraso no desenvolvimento da capacidade digestiva.

Na matrinxã não há estudos sobre transição alimentar e co-alimentação como estratégia para aumentar o crescimento e sobrevivência das larvas. Este dado é de extrema importância, pois proporcionaria informações sobre o momento adequado para a substituição do alimento vivo para o inerte, que tem consequências na fisiologia e estado nutricional das larvas.

Estudos sobre a capacidade digestória e presença de enzimas no trato digestório da larva, são de extrema importância para conhecer em que momento as larvas possuem enzimas digestivas suficientes para a digestão da dieta.

No presente estudo foi avaliado o potencial de utilização de cladóceros congelados em protocolos alimentares de larvas de matrinxã, assim como avaliado o efeito de diferentes protocolos alimentares e ainda descrita a ontogenia do trato digestório utilizando ferramentas histológicas e histoquímicas.

## 5.2 MATERIAL E MÉTODOS

Foram realizados três experimentos: experimento 1, para testar a potencialidade da utilização do alimento congelado na alimentação das larvas de matrinxã e que foi realizado no período de 05 a 09 de dezembro de 2016; experimento 2, para determinar o protocolo alimentar adequado para o período de transição alimentar e que foi realizado de 25 a 31 de janeiro de 2017; e experimento 3, para determinar o manejo alimentar adequado de larvas de matrinxã, que foi realizado de 07 a 13 de dezembro de 2017. O local de realização dos experimentos foi a Estação de Aquicultura da Fazenda Experimental da Universidade Federal do Amazonas -UFAM, situada no km 38 da BR 174 (Manaus-Boa Vista).

### EXPERIMENTO 01

Foram testados três tratamentos: ZC= zooplâncton congelado; ZV= zooplâncton vivo e JJ= jejum. Cada tratamento teve quatro repetições, num delineamento experimental inteiramente casualizado. As larvas foram previamente aclimatadas (20 HPE) e estocadas com 24 HPE na densidade de 45 indivíduos por litro, totalizando 180 larvas em cada unidade experimental, com volume útil de quatro litros de água verde (*Chlorella* sp.) (Figura 04).

Durante o período experimental, foi mantida aeração constante por meio de pedra porosa associada a um compressor radial. A água foi renovada diariamente com troca de aproximadamente 10% do volume total, sendo nesse momento realizada a limpeza das unidades.

As variáveis ambientais (temperatura, oxigênio dissolvido, e pH) foram medidas duas vezes ao dia (07:00 e 18:00). As larvas foram alimentadas oito vezes ao dia, com Cladocera (*Moina* sp. e *Diaphanosoma* sp.) provenientes da produção controlada da Estação de Aquicultura (Figura 04), na concentração de 3 organismos/ml, o equivalente a 12.000 indivíduos por unidade experimental. A

contagem foi realizada através do método de pipetagem sob estereomicroscópio.

A mesma

Ao final do experimento, quando existia sobrevivência, foram coletadas 8 larvas de cada unidade experimental, totalizando 32 larvas por tratamento. As amostras foram fixadas em formol a 4% tamponado com carbonato de cálcio para posterior análise. O experimento teve duração de quatro dias.

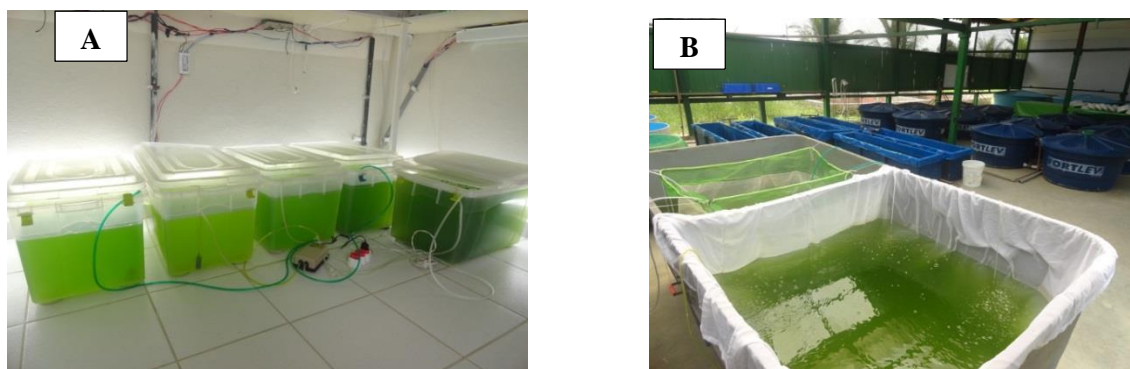


Figura 02. Setores de produção de organismos planctônicos (A- Fitoplâncton e B- Zooplâncton) utilizados na larvicultura de matrinxã na Fazenda Experimental da UFAM.

## EXPERIMENTO 02

O desenho experimental foi composto por sete tratamentos e quatro repetições. Os tratamentos corresponderam a cinco períodos de coalimentação com transição alimentar e dois controles onde as larvas foram alimentadas exclusivamente com zooplâncton e ração, respectivamente (Tabela 05), num delineamento experimental inteiramente casualizado.

As larvas foram previamente aclimatadas (20 HPE) e estocadas com 24 HPE na densidade de 45 indivíduos por litro, totalizando 180 larvas em cada unidade experimental com volume útil de quatro litros de água verde (*Chlorella* sp.).

Durante o período experimental, foi mantida aeração constante por meio de pedra porosa associada a um compressor radial. A água foi renovada

diariamente com troca de aproximadamente 50% do volume total, sendo nesse momento realizada a limpeza das unidades. A qualidade da água foi monitorada diariamente, sendo a temperatura, o oxigênio dissolvido e o pH aferidos três vezes ao dia (06:00, 14:00 e 23:00).

Tabela 05 - Protocolos de alimentação utilizados na transição alimentar de *Brycon amazonicus*

Manejo	Horas pós-eclosão					
	48	72	96	120	144	168
<b>Z</b>	<b>Zooplâncton</b>					
<b>C1R5</b>	Zoo+ ração	.....Ração.....				
<b>C2R4</b>	Zoo+ ração	<u>Zoo+ ração</u>	.....Ração.....			
<b>C3R3</b>	Zoo+ ração	<u>Zoo+ ração</u>	<u>Zoo+ ração</u>	.....Ração.....		
<b>C4R2</b>	Zoo+ ração	<u>Zoo+ ração</u>	<u>Zoo+ ração</u>	<u>Zoo+ ração</u>	.....Ração.....	
<b>C5R1</b>	Zoo+ ração	Zoo+ ração	<u>Zoo+ ração</u>	<u>Zoo+ ração</u>	<u>Zoo+ ração</u>	....Ração....
<b>R</b>	.....Ração.....					

**Z:** larvas alimentadas exclusivamente com zooplâncton (cladóceros) durante todo o período experimental; **C1R5:** Um dia de coalimentação (C1) + cinco dias de alimento inerte (R5); **T3 (C2R4):** Dois dias de coalimentação (C2) + quatro dias de alimento inerte (R4); **T4 (C3R3):** Três dias de coalimentação (C3) + três dias de alimento inerte (R3); **C4R2:** Quatro dias de coalimentação (C4) + dois dias de alimento inerte (R2); **C5R1:** Cinco dias de coalimentação (C5) + um dia de alimento inerte (R1); **R:** larvas alimentadas exclusivamente com ração (55% PB) ao longo do experimento.

As larvas foram alimentadas com cladóceros (*Moina* sp. e *Diaphanosoma* sp.) na concentração de 3 organismos.ml<sup>-1</sup>, o equivalente a 12.000 indivíduos por unidade experimental e com ração comercial (55% PB) oito vezes ao dia.

Uma amostra de 5 larvas foi retirada diariamente de cada unidade experimental (UE), totalizando vinte por tratamento, cujas larvas foram anestesiadas com eugenol (0,5%) e fixadas em formol a 4% tamponado para análises posteriores.

Duas larvas de cada unidade experimental foram retiradas diariamente, anestesiadas em eugenol (0,5%) e fixadas em solução de Bouin. As larvas fixadas foram transferidas para solução de álcool 70% e conservados em geladeira para análises histológicas e histoquímicas.

Para determinar a sobrevivência e o desempenho zootécnico, foram realizadas biometrias no início e no final do experimento, aferidos o peso inicial

(PI), peso final (PF), comprimento inicial (CI); comprimento final (CF), biomassa inicial (BI), biomassa final (BF), taxa de crescimento específico (TCE) (% por dia) =  $100 \times [(\ln \text{ peso final} - \ln \text{ peso inicial}) / \text{dias}]$ ; fator de condição relativo (Kn) que foi estimado pela equação  $y = a + bx$ , onde para verificar se os protocolos de transição alimentar influenciaram na formação do trato digestório, foram selecionados dois tipos de manejos alimentares: C1R5 (transição alimentar precoce) e o C4R2 (transição alimentar tardia), que foram testados através de métodos histológicos e histoquímicos.

As medidas foram realizadas em microscópio estereoscópico provido de um *software* de análise de imagem e o peso em balança analítica com precisão de quatro casas decimais. Para a realização das pesagens, as larvas foram retiradas dos tubos de eppendorf e secas em papel toalha e posteriormente pesadas em placas Petri pequenas, previamente taradas. A sobrevivência final das larvas (%) foi calculada a partir da fórmula:  $S (\%) = (NF/NI) \times 100$  (NI = número inicial de larvas; NF = número final de larvas).

As análises histológicas e histoquímicas foram realizadas no laboratório de Morfologia Funcional do Instituto de Ciências Biológicas (ICB) da UFAM, nas quais foram utilizadas técnicas de rotina conforme descrito a seguir.

As larvas inteiras foram acondicionadas em cassetes histológicas e passaram pelo processo de desidratação em série alcoólica crescente (etanol 70% - 1h; 80% - 1h; 90% - 1h; 100% **I** - 1h; 100% **II** - 1h; Etanol 100 % e Xilol - 1h). Em seguida, as amostras foram diafanizadas em xilol (**I**, **II**, **III**) por 1h respectivamente. As amostras foram incluídas em parafina (**I** e **II**) e posteriormente emblocadas. Os blocos foram submetidos a cortes de 3 $\mu$ m de espessura com a utilização do micrótomo (Figura 02).

As secções foram coradas em **1**) hematoxilina-eosina (HE), **2**) Tricrômico de Gomori e **3**) ácido periódico e reativo de Schiff (PAS) /Alcian blue (AB) pH 2,5, visando identificar células secretoras de glicoproteínas. Foram preparadas 3 lâminas de cada repetição (12 por tratamento), uma para cada coloração.

O trato digestório foi analisado através de cortes sagitais. A avaliação do desenvolvimento do sistema digestório das larvas, bem como a documentação fotográfica foi realizada em fotomicroscópio, acoplado à câmera digital.

Para a descrição do desenvolvimento ontogenético, foi utilizado o trabalho de Neuman (2008), que descreveu os eventos ontogenéticos das larvas de matrinxã em diferentes tempos de observação. Foram selecionados: o tratamento 2 (transição alimentar de 48 para 72 horas) considerada transição alimentar precoce, e o tratamento 5 (transição alimentar de 120 para 144 horas), considerada transição alimentar tardia, sob o critério de que são casos extremos e poderiam ter influência no desenvolvimento do sistema digestório.



Figura 03. Processo de emblocamento e corte das seções das larvas de matrinxã.

### EXPERIMENTO 03

O experimento foi conduzido em delineamento inteiramente casualizado, constituído de quatro tratamentos com cinco repetições cada. Foram testados quatro manejos alimentares (tratamentos), onde:

- **R**: alimento inerte (ração) até 168 HPE;
- **C5R1** = Coalimentação (ração + Cladóceros) até 120 HPE + alimento inerte (**R2**) até 168
- **C6** = Coalimentação (Ração + cladóceras) até 168 HPE
- **Z** = Cladóceros durante todo o período experimental (168 HPE)

As larvas foram previamente aclimatadas (20 HPE) e estocadas com 24 HPE na densidade de 45 indivíduos por litro, totalizando 180 larvas em cada unidade experimental, com volume útil de quatro litros. O experimento teve a duração de 6 dias (larvas com 168 HPE).

Durante o período experimental, foi mantida aeração constante por meio de pedra porosa associada a um compressor radial. A água foi renovada a cada dois dias com troca de 50% do volume total, sendo nesse momento realizada a limpeza das unidades. As variáveis ambientais (temperatura, oxigênio dissolvido e pH) foram medidas três vezes ao dia (07:00, 14:00 e 20:00).

Os cladóceros foram ofertados na concentração de 3 organismos/ml, equivalente a 12.000 indivíduos por unidade experimental.

No C5R1, a quantidade de cladóceros ofertados foi reduzida nos três últimos dias, sendo no antepenúltimo dia de 75% da quantidade anteriormente ofertada, no penúltimo dia de 50% e no último dia de 25%. No 6º dia, a oferta foi exclusivamente ração até o final do período experimental.

A quantidade diária de alimento inerte ofertado foi de 25% da biomassa e adotada frequência alimentar, tanto de alimento vivo quanto de alimento inerte, de seis vezes ao dia, sempre às 7:00, 10:00, 13:00, 16:00, 19:00 e 22:00h.

Uma amostra de 3 larvas foi retirada diariamente de cada unidade experimental para as análises histológicas e histoquímicas, totalizando 15 por

tratamento. Para a avaliação do crescimento e da sobrevivência, foram realizadas biometrias no início e ao final do experimento.

As análises histológicas e histoquímicas foram realizadas no laboratório de Morfologia Funcional do Instituto de Ciências Biológicas (ICB) da UFAM, e foram utilizadas as mesmas técnicas de rotina descritas no experimento 02 desse capítulo.



### 5.3 RESULTADO E DISCUSSÃO

#### EXPERIMENTO 01

#### Desempenho zootécnico

Não houve sobrevivência no **T1**, onde as larvas foram alimentadas com zooplâncton congelado. Isto pode ser atribuído: 1) ao choque térmico ocasionado pelo alimento congelado quando colocado na água 2) a decomposição do próprio alimento e 3) falta de movimento do mesmo (Tabela 06).

Tabela 06. Desempenho zootécnico de larvas de matrinxã alimentadas com zooplâncton congelado e vivo até 120 horas pós-eclosão

Variável	Tratamentos		
	Zooplâncton congelado	Zooplâncton vivo	Jejum
	Média	Média	Média
Peso inicial (mg)	0,80 ± 0,06	0,80 ± 0,06	0,80 ± 0,06
Peso final (mg) <sup>NS</sup>	**	2,74 ± 0,71	3,04 ± 0,81
Comprimento inicial (mm)	5,50 ± 0,3	5,50 ± 0,3	5,50 ± 0,3
Comprimento final (mm) <sup>NS</sup>	**	6,84 ± 0,43	6,95 ± 0,73
Taxa de crescimento específico (%) <sup>NS</sup>	**	30,75 ± 0,79	33,29 ± 2,14
Fator de condição relativo	**	0,99 ± 0,09	0,99 ± 0,13
Sobrevivência (%) <sup>*</sup>	**	<b>42,03<sup>a</sup> ± 6,93</b>	14,73 <sup>b</sup> ± 1,49

NS: não significativo. \*Significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $p < 0,05$ ) \*\***Mortalidade de todos os indivíduos**

Thomas (2002) verificou a queda na sobrevivência de larvas de *Macrobrachium rosebergii* durante a larvicultura no 14º dia quando estas eram alimentadas com rotíferos congelados, atribuindo essa mortalidade a qualidade nutricional deste alimento. No caso dos cladóceros congelados não podemos conjecturar, já que não foi analisada a qualidade nutricional do alimento congelado.

Não houve diferenças significativas no desempenho, entre os tratamentos com alimento vivo e jejum nas médias de peso final, comprimento final e taxa de

crescimento específico. Entretanto, a sobrevivência foi significativamente maior no tratamento com alimento vivo. As larvas sobreviventes do experimento em jejum, possivelmente são aquelas que praticaram canibalismo, já que as reservas vitelínicas nestas larvas são consumidas com 72 horas pós-eclosão conforme verificado na descrição da ontogenia do sistema digestório das larvas dos experimentos 2 e 3 deste capítulo (Tabela 02).

Não encontramos referências na literatura sobre a aceitação e desempenho de larvas de peixes tropicais com relação a ingestão de alimento congelado. Unicamente temos constatações que produtores de pequena escala da região de Manacapuru (AM) utilizam zooplâncton congelado coletado em viveiros escavados durante a larvicultura do pirarucu *Arapaima gigas*.

### Variáveis físicas e químicas da água

A temperatura durante o período do experimento variou entre 24,9 e 25,13°C. O oxigênio dissolvido entre 6,96 e 7,19 mg. l<sup>-1</sup>. O pH variou entre 7,52 e 7,75 e a condutividade elétrica entre 260,75 e 361 μS.cm<sup>2</sup> (Tabela 07).

Tabela 07. Valores das variáveis físicas e químicas da água no período

Variável	Valores médios		
	Zooplâncton congelado	Zooplâncton vivo	Jejum
Temperatura (°C)	24,90 ± 0,18	25,13 ± 0,14	25,02 ± 0,17
Oxigênio Dissolvido (mg. l <sup>-1</sup> )	6,98 ± 0,78	6,96 ± 0,92	7,19 ± 0,93
pH	7,75 ± 0,46	7,54 ± 0,20	7,52 ± 0,31
CE ( μS.cm <sup>2</sup> )	361,45 ± 85,59	273,60 ± 25,18	260,75 ± 19,34

As variáveis temperatura, oxigênio dissolvido e pH estiveram durante o experimento na faixa de conforto nesta fase do desenvolvimento dessa espécie (ATENCIO-GARCIA *et al.*, 2003; PEDREIRA, 2008).

A condutividade elétrica foi maior quando comparada aos valores estipulados para águas brancas (SIOLI, 1984) e os maiores valores foram registrados no tratamento com alimento congelado.

## EXPERIMENTO 02

## Desempenho zootécnico

O peso e comprimento médios finais foram maiores no C5R1 (5 dias de co-alimentação e 1 dia de alimento inerte) e no C4R2 (4 dias de co-alimentação e 2 dias de ração). Este valor foi significativamente diferente apenas com relação ao Z (zooplâncton), que sobreviveu apenas 3 dias. A taxa de crescimento específico, o fator de condição e a sobrevivência não diferiram significativamente entre tratamentos (Tabela 08).

Tabela 08. Desempenho zootécnico de larvas de matrinxã submetidas a diferentes dietas com transição alimentar até 168 horas pós- eclosão (HPE)

VARIÁVEL	Tratamentos						
	Z	C1R5	C2R4	C3R3	C4R2	C5R1	R
	Média	Média	Média	Média	Média	Média	Média
Peso inicial (mg)	1,12 ± 0,21	1,12 ± 0,21	1,12 ± 0,21	1,12 ± 0,21	1,12 ± 0,21	1,12 ± 0,21	1,12 ± 0,21
Peso final (mg) *	1,79 ± 0,43 <sup>b</sup>	3,46 ± 0,95 <sup>a</sup>	4,39 ± 0,81 <sup>a</sup>	4,22 ± 1,91 <sup>a</sup>	4,19 ± 1,08 <sup>a</sup>	<b>4,55 ± 0,97<sup>a</sup></b>	2,66 ± 0,87 <sup>ac</sup>
Comprimento inicial (mm)	5,49 ± 0,20	5,49 ± 0,20	5,49 ± 0,20	5,49 ± 0,20	5,49 ± 0,20	5,49 ± 0,20	5,49 ± 0,20
Comprimento final * (mm)	6,38 ± 0,30 <sup>b</sup>	7,2 ± 0,50 <sup>a</sup>	7,28 ± 0,65 <sup>a</sup>	7,60 ± 0,85 <sup>a</sup>	7,73 ± 0,50 <sup>a</sup>	<b>7,79 ± 0,64<sup>a</sup></b>	6,64 ± 0,30 <sup>ac</sup>
Taxa de crescimento específico (%) <sup>NS</sup>	15,14 ± 3,21 <sup>ac</sup>	22,37 ± 1,20 <sup>ab</sup>	27,16 ± 2,84 <sup>a</sup>	21,71 ± 4,84 <sup>a</sup>	21,51 ± 0,86 <sup>a</sup>	25,89 ± 3,08 <sup>a</sup>	14,15 ± 5,10 <sup>ab</sup>
Fator de condição relativo	1,00 ± 0,06	<b>0,95 ± 0,09</b>	1,00 ± 0,09	<b>0,99 ± 0,17</b>	<b>1,00 ± 0,07</b>	<b>0,99 ± 0,09</b>	1,00 ± 0,08
Sobrevivência (%) <sup>NS</sup>	7,22 ± 1,42	12,08 ± 1,2	12,08 ± 2,13	12,78 ± 3,85	<b>17,08 ± 5,04</b>	11,67 ± 4,46	13,06 ± 1,36

NS: não significativo; \*Significativo ao nível de 5% de probabilidade (p < 0,05).

**Z:** larvas alimentadas exclusivamente com zooplâncton (cladóceros) durante todo o período experimental; **C1R5:** Um dia de coalimentação (C1) + cinco dias de alimento inerte (R5); **T3 (C2R4):** Dois dias de coalimentação (C2) + quatro dias de alimento inerte (R4); **T4 (C3R3):** Três dias de coalimentação (C3) + três dias de alimento inerte (R3); **C4R2:** Quatro dias de coalimentação (C4) + dois dias de alimento inerte (R2); **C5R1:** Cinco dias de coalimentação (C5) + um dia de alimento inerte (R1); **R:** larvas alimentadas exclusivamente com ração (55% PB) ao longo do experimento.

A transição do alimento vivo pelo inerte na larvicultura é um processo viável economicamente no sistema intensivo de produção (JOMORI et al., 2005). As larvas de peixes tropicais têm seu crescimento e desenvolvimentos afetados pela transição precoce do alimento vivo para o inerte, resultando em baixo crescimento e elevada mortalidade (JOMORI et al., 2005; MENOSI et al., 2012). Com o menor crescimento larval, o desenvolvimento das estruturas digestivas das larvas pode ser afetado e neste sentido a histologia e histoquímica são procedimentos que podem esclarecer as dúvidas.

A substituição precoce do alimento vivo pelo inerte tem levado a uma redução no crescimento e sobrevivência das pós-larvas (JOMORI et al., 2008; PUELLO-CRUZ et al., 2010; JELKIC et al., 2012), comparando-se com a substituição tardia do alimento vivo para o inerte que levou a um maior crescimento e sobrevivência (LOMBARDI; GOMES, 2008).

O fornecimento conjunto de alimento vivo e formulado (coalimentação) melhora o estado nutricional das larvas e facilita a aceitação da dieta formulada proporcionando crescimento contínuo, principalmente quando o tempo de manutenção do alimento vivo é mais prolongado (JOMORI, 2005; TESSER, 2005).

Neste experimento foram estabelecidos diferentes tempos de substituição do alimento vivo para o inerte, sendo considerado precoce o tratamento (C1R5) onde a transição foi realizada de 48 para 72 horas pós-eclosão. O C4R2, com transição alimentar entre 120 e 144 HPE e o C5R1 (transição alimentar entre 144 e 148 HPE) foram considerados tardios.

Os resultados deste experimento sugerem que a transição alimentar tardia favoreceu o crescimento concordando com os resultados de Jomori (2005); Tesser (2005) e Lombardi e Gomes (2008). E a transição precoce do C1R5 teve menor desempenho e sobrevivência (JOMORI et al., 2008; PUELLO-CRUZ et al., 2010; JELKIC et al., 2012).

## Variáveis físicas e químicas da água

Os valores médios registrados das variáveis físicas e químicas da água (Tabela 09) durante o experimento foram de  $25,16 \pm 0,15^{\circ}\text{C}$  para temperatura da água,  $7,83 \pm 0,35 \text{ mg.l}^{-1}$  para oxigênio dissolvido,  $7,64 \pm 0,03$  para o pH e  $195,36 \pm 5,21 \mu\text{S.cm}^2$  para condutividade elétrica. As variáveis não diferiram entre os tratamentos e ficaram dentro dos limites de tolerância do gênero (ATENCIO-GARCIA *et al.*, 2003; PEDREIRA, 2008).

Tabela 09. Valores das variáveis físicas e químicas da água no período experimental

Variável	TRATAMENTOS						
	Z	C1R5	C2R4	C3R3	C4R2	C5R1	R
T (°C)	25,25 ± 0,95	25,25 ± 0,95	24,84 ± 0,31	25,28 ± 0,74	25,17 ± 0,68	25,18 ± 0,75	25,21 ± 0,82
OD (mg.l <sup>-1</sup> )	7,87 ± 0,30	7,52 ± 0,24	7,52 ± 0,37	7,76 ± 0,24	7,66 ± 0,11	7,61 ± 0,23	7,69 ± 0,21
pH	7,66 ± 0,24	7,64 ± 0,32	7,58 ± 0,47	7,61 ± 0,27	7,63 ± 0,28	7,69 ± 0,26	7,64 ± 0,29
CE (μS. cm <sup>2</sup> )	192,73 ± 30,38	194,15 ± 43,44	198,42 ± 42,70	190,94 ± 37,36	201,84 ± 39,57	199,65 ± 43,21	186,21 ± 44,71

T: temperatura; OD: oxigênio dissolvido e CE: condutividade elétrica.

Z: larvas alimentadas exclusivamente com zooplâncton (cladóceros) durante todo o período experimental; C1R5: Um dia de coalimentação (C1) + cinco dias de alimento inerte (R5); C2R4: Dois dias de coalimentação (C2) + quatro dias de alimento inerte (R4); C3R3: Três dias de coalimentação (C3) + três dias de alimento inerte (R3); C4R2: Quatro dias de coalimentação (C4) + dois dias de alimento inerte (R2); C5R1: Cinco dias de coalimentação (C5) + um dia de alimento inerte (R1); R: larvas alimentadas exclusivamente com ração (55% PB) ao longo do experimento.

## **Histogênese do aparelho digestório de larvas de matrinxã utilizando diferentes níveis de transição alimentar**

Foi analisada histologicamente a ontogenia das larvas de 48 a 168 HPE, submetidas à transição alimentar precoce (C2R4) e tardia (C4R2) e verificado que existem similaridades na ontogenia destes dois grupos. Assim, são descritas de acordo com a classificação de Neuman (2008), as características histológicas de diferentes segmentos do trato digestório em: intestino cefálico (cavidade bucal e faringe); intestino anterior (segmento envolvendo esôfago e estômago, quando presente); intestino médio ou intestino propriamente dito (segmento entre intestino anterior e o septo (quando presente) identificado na região posterior do tubo digestório); e intestino posterior, que corresponde ao segmento localizado após o septo intestinal.

### **Descrição histológica do intestino cefálico (cavidade bucofaringeana)**

Com 48 HPE, a cavidade bucofaringeana apresentou-se ampla, com abertura da boca bem desenvolvida e presença de dentes incisiformes. Observou-se a presença de quatro arcos branquiais e saco vitelínico com abundantes grânulos de vitelo (Figura 04-A).

Com 72 HPE, o saco vitelínico apresentou grânulos de vitelo em menor quantidade quando comparada a larvas de 48 HPE. Observou-se a abertura bucal e arcos branquiais semelhantes ao estágio anterior, e dentes bem desenvolvidos (Figura 04- B).

Com 96 HPE as larvas já apresentaram reabsorção do saco vitelínico (Figura 04-C).

A região bucofaringeana apresentou um aumento de tamanho com 120 HPE e presença de músculo estriado e quatro arcos branquiais mais robustos com matriz cartilaginosa. Não foi observado presença de músculo liso (Figura 04-D).

Com 144 HPE, a região bucofaringeana e abertura bucal bem desenvolvida. Com 168 HPE, na cavidade bucofaríngea observa-se a presença de botões gustativos bem evidentes.

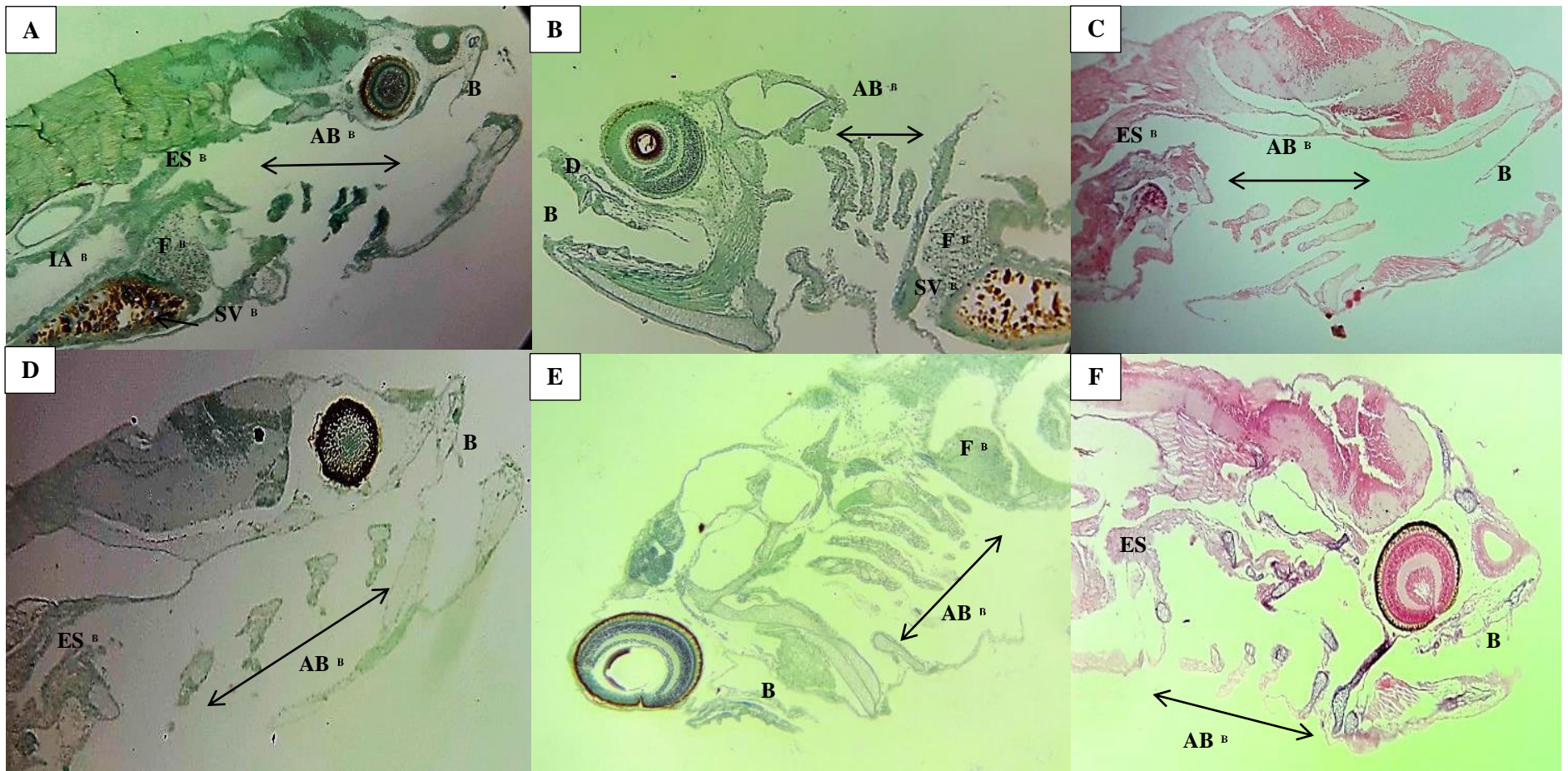


Figura 04. Fotomicrografia da cavidade bucofaringeana de larvas de *B. amazonicus* (48 a 168 HPE): **A- 48 HPE**: Boca (B); Arcos branquiais (AB); Esôfago (ES); Saco vitelínico (SV); Fígado (F); Intestino anterior (IA), (Tricrômico de Gomori); **B - 72 HPE**: Boca (B); Arcos branquiais (AB); Saco vitelínico (SV); Fígado (F); Intestino anterior (IA), (Tricrômico de Gomori); **C-96 HPE**: Boca (B); Arcos branquiais (AB); Esôfago (ES), (HE); **D-120 HPE**: Boca (B); Arcos branquiais (AB); Esôfago (ES), (Tricrômico de Gomori); **E-144 HPE**: Boca (B); Arcos branquiais (AB); Esôfago (ES), (Tricrômico de Gomori); **F-168 HPE**: Boca (B); Arcos branquiais (AB); Esôfago (ES), (HE).

### **Descrição histológica do intestino (anterior médio e posterior)**

Com 48 HPE (Figura 05-A), observou-se um esôfago primordial tubular com epitélio estratificado e presença de células mucosas. O segmento final do esôfago (região de transição, que possivelmente se estabelecerá o estômago), apresenta células cilíndricas simples, altas e com pequenas dobras semelhantes a vilosidades espaçadas. Presença de lâmina própria abaixo do epitélio, composta por um tecido conjuntivo frouxo contendo fibroblastos e infiltrados (células do sistema vascular), que sustenta o epitélio cilíndrico simples com abundância de vasos sanguíneos (Figura 05-B).

O lúmen do intestino anterior apresentou-se dilatado, lâmina própria abaixo do epitélio e Vesícula gasosa parcialmente inflada (Figura 05-B). Pregas intestinais foram observadas no intestino médio (Figura 05-C). Observou-se no intestino posterior a presença do ânus (Figura 05-D). Fígado já presente (Figura 06-A).

Com 72 HPE, na região de transição entre a cavidade bucofaringeana e esôfago observou-se o aparecimento de músculo estriado. O esôfago apresentou epitélio estratificado, com abundantes células mucosas, presença de lâmina própria e vasos (Figura 05-E). Logo após o esôfago, o espessamento da musculatura indica que o início da diferenciação do estômago está próximo.

Com 72 HPE, o lúmen do intestino anterior se apresentou mais dilatado e foi observado presença de alimentos parcialmente digeridos, indicando a funcionalidade do sistema digestório (Figura 05-F). No intestino médio (Figura 05-G) podem ser observadas as túnicas mucosas e serosas. Possivelmente não apresentam peristaltismo, o que implica que a mistura do alimento se dá por movimentos voluntários. Ao longo do intestino se observa epitélio cilíndrico, com células caliciformes e absorptivas (Figura 5- G e H). Presença de pregas ao longo do intestino. Tubo digestório com presença de uma constrição dividindo o intestino anterior do médio. Observou-se a presença do ânus.



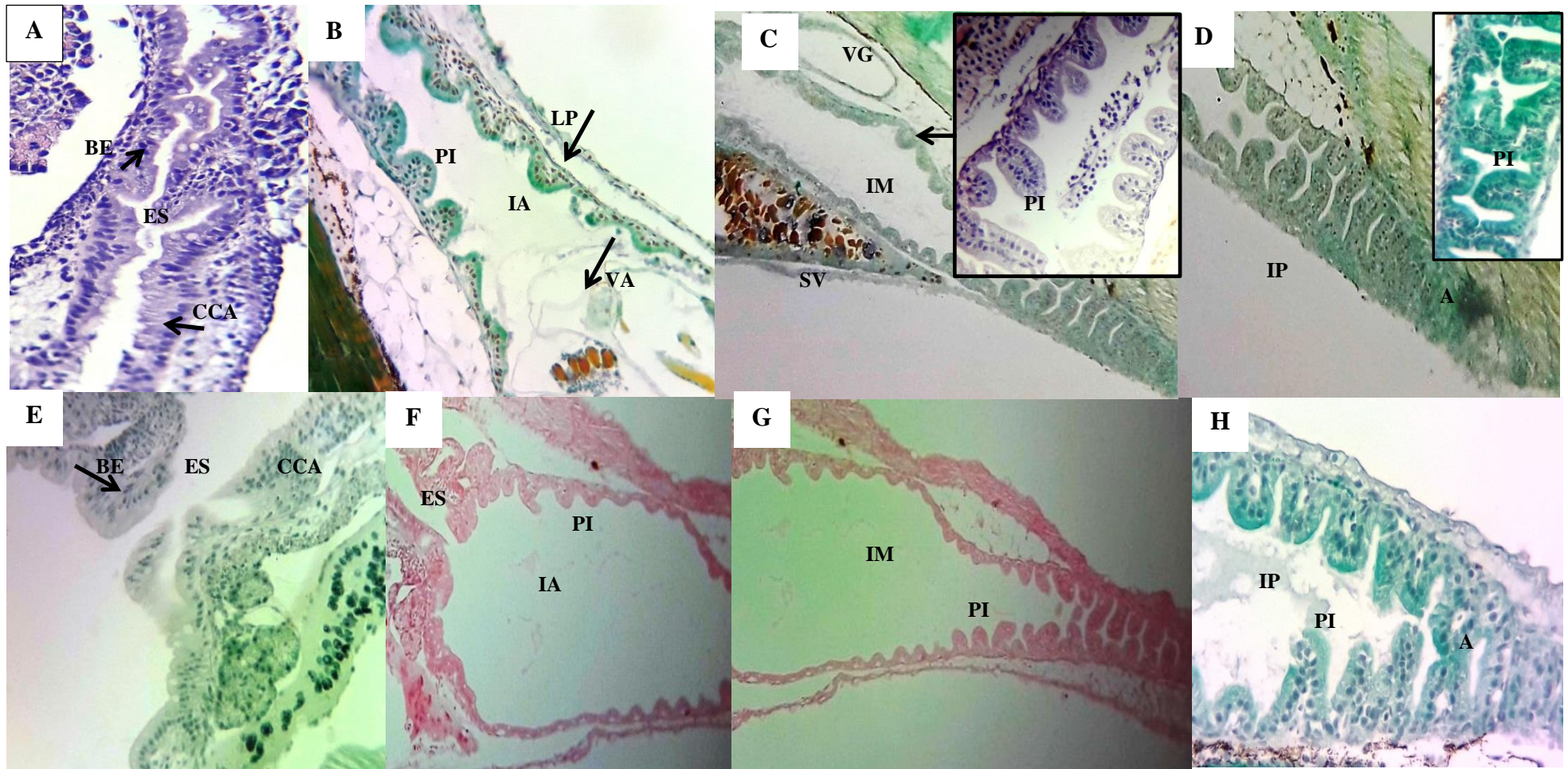


Figura 05. Fotomicrografia da região do intestino (anterior médio e posterior) de larvas de *B. amazonicus* (48 e 72 HPE): **48 HPE**: **A**- Esôfago (ES); (HE); Células cilíndricas altas (CCA);Borda em escova (BE), (HE); **B**- Intestino anterior (IA); Lâmina própria (LP); Pregas intestinais (PI); Vestígios de alimento (VA), (Tricrômico de Gomori); **C**- Intestino médio (IM); Saco vitelínico (SV); Pregas intestinais (PI); Vesícula gasosa (VG), (Tricrômico de Gomori e HE); **D**- Intestino posterior (IP); Pregas intestinais (PI), (Tricrômico de Gomori);**72 HPE**- **E**- Esôfago (ES); (HE); Células cilíndricas altas (CCA);Borda em escova (BE), (Tricrômico de Gomori); **F**- Intestino anterior (IA); Esôfago (ES); Pregas intestinais (PI), (HE); **G**- Intestino médio (IA); Pregas intestinais (PI), (HE); **H**- Intestino posterior (IP), (Tricrômico de Gomori).

Com 96 HPE, o esôfago apresentou-se como um tubo curto com epitélio estratificado com múltiplas camadas. Presença de algumas células mucosas, poucos vasos e infiltrados. Observou-se a presença músculo estriado esquelético (Figura 06- A).

A porção anterior do tubo digestório com 96 HPE (Figura 06-B) já apresenta um espessamento da camada muscular logo após o esôfago (possivelmente o início da diferenciação do estômago) e observa-se epitélio cilíndrico simples. Nessa porção ocorre a ausência de musculatura lisa. Essa porção apresentou abundante alimento de difícil digestão, possivelmente quitina do zooplâncton. Não há indícios de submucosa bem desenvolvida.

Com 96 HPE, a estrutura de camada não está diferenciada apresentando apenas camada mucosa e serosa no segmento anterior do tubo digestivo, ainda a sem presença de glândulas gástricas.

Com 96 HPE, na região de transição do final do intestino anterior para o médio (Figura 06-C), se observou a presença de células colunares altas e muitas células mucosas. O intestino médio apresentou epitélio colunar simples, grandes quantidades de células mucosas, ausência da túnica submucosa, camada mucosa e serosa e lâmina própria fina. Verificou-se a presença de ânus na porção posterior do intestino (Figura 06-D). Vesícula gasosa inflada. Fígado com presença hepatócitos e melanomacrófagos.

Com 120 HPE, esôfago apresentou músculo estriado e maior quantidade de células mucosas (Figura 06-E). Já o intestino anterior apresentou abundantes células mucosas, linha muscular bem tênue com uma fina camada muscular lisa, sugerindo o aparecimento da túnica muscular longitudinal e movimento peristáltico (Figura 06-F). Ainda neste segmento anterior, foi observado resto de alimento em grande quantidade, como não tinha resíduos de quitina e nem células musculares sugere-se que seja ração.

Com 120 HPE, o intestino médio e posterior (Figura 06-G e H), apresentaram células mucosas mais numerosas, vasos e infiltrados e uma linha muscular bem tênue. Apresentaram uma fina camada muscular lisa, sugerindo o aparecimento da túnica muscular longitudinal. Primórdio do esfíncter, mas sem

musculatura estriada. O ânus apresentou epitélio estratificado com células mucosas. Fígado com células hepáticas primordiais.

Com 120 HPE, o fígado apresentou trabéculas de hepatócitos e o pâncreas grânulos de zimogênio.

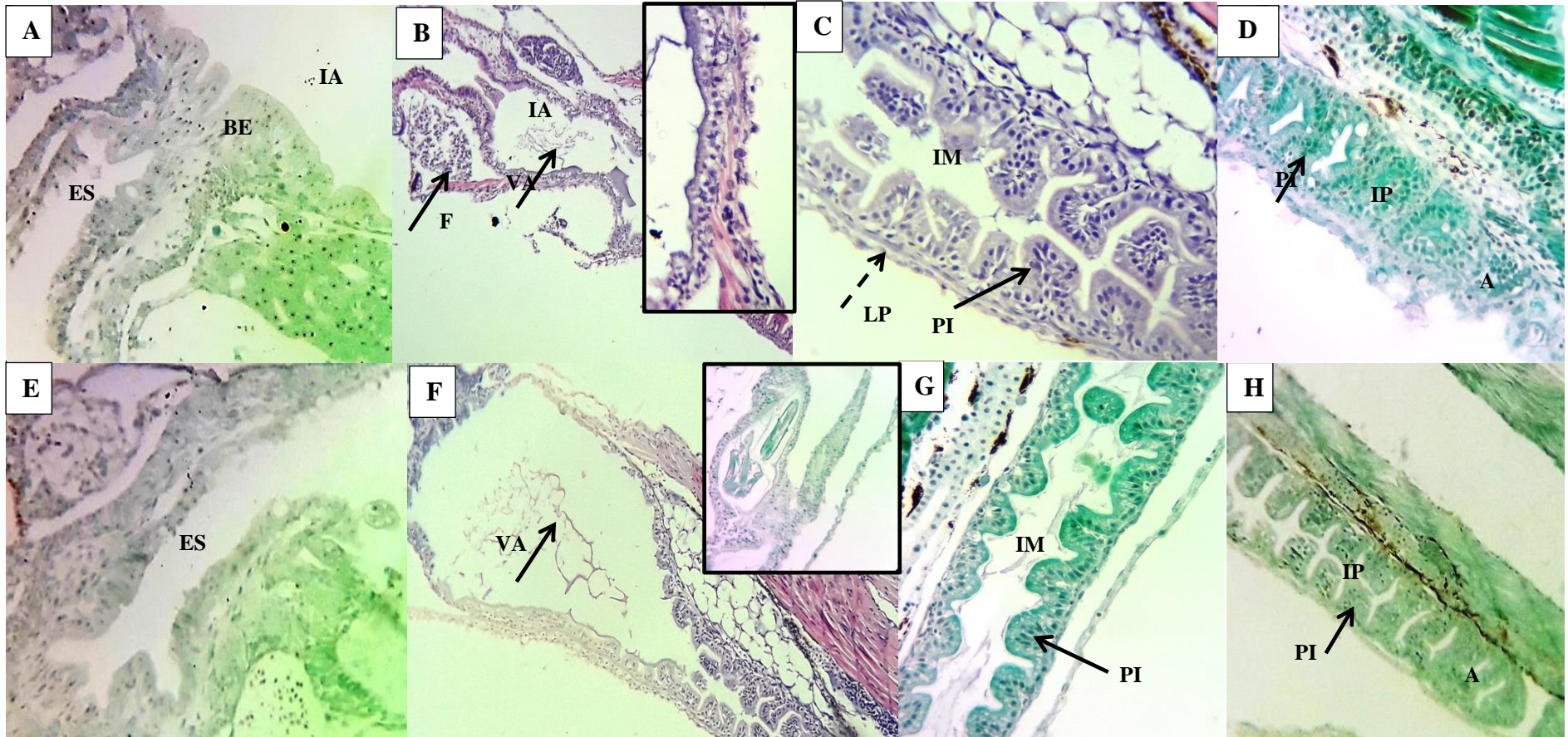


Figura 06. Fotomicrografia da região do intestino (anterior médio e posterior) de larvas de *B. amazonicus* (96 e 120 HPE): **96 HPE**: **A**-Esôfago (ES); Borda em escova (BE); Intestino anterior (IA), (Tricrômico de Gomori); **B**- Intestino anterior (IA); Vestígios de alimento (VA); Fígado (F), (HE); **C**- Intestino médio (IM); Pregas intestinais (PI); Lâmina própria (LP), (HE); **D**- Intestino posterior (IP); Pregas intestinais (PI); Ânus (A), (Tricrômico de Gomori); **120 HPE**- **E**- Esôfago (ES); (HE), (Tricrômico de Gomori); **F**- Intestino anterior (IA); Vestígios de alimento (VI), (HE); **G**- Intestino médio (IA); Pregas intestinais (PI), (Tricrômico de Gomori); **H**- Intestino posterior (IP); Pregas intestinais (PI); Ânus (A), (Tricrômico de Gomori).

Com 144 HPE, o esôfago apresentou epitélio espesso, lâmina própria, grande quantidade de células mucosas e multicamadas musculares. Observou-se músculo esquelético estriado com aparecimento das camadas muscular interna e externa (Figura 07-A). Na transição do final do intestino anterior para o intestino médio (Figura 07-B), observou-se uma proliferação de células que podem indicar glândula gástrica. Apresentou camada estriada não estratificada, tornando-se cilíndrica na porção anterior ao intestino médio (Figura 07-B). Presença de larva canibalizada parcialmente digerida no trato digestório e resto de larva no esôfago.

Com 144 HPE, o intestino médio (Figura 07-C), apresentou aumento das pregas, lâmina própria mais evidente, epitélio cilíndrico alto e algumas células mucosas. Além disso, observou-se uma camada muscular circular fina e túnica muscular. Apresentou indícios de submucosa e aparecimento da muscular da mucosa.

O intestino posterior apresentou com 144 HPE (Figura 07-D), grande quantidade de pregas intestinais altas, muitas células mucosas e indícios do enovelamento do intestino com aumento do número de dobras. Visualização do ânus com as mesmas características de 120 HPE.

Com 144 HPE, observou-se estrutura hepática bem diferenciada com sinuosidades hepáticas, presença de eritrócito se melanomacrófagos. O pâncreas apresentou as mesmas características de 120 HPE (Figura 07-B).

Com 168 HPE, o esôfago apresentou epitélio bem estratificado, presença de lâmina própria, células mucosas em grandes quantidades, camada muscular interna e externa. Observou-se a presença camada submucosa, além de músculo estriado bem evidente (Figura 07-E).

A região de transição esôfago e final do intestino anterior apresentou dilatação maior que a observada nos estágios anteriores. Apresentou células mucíparas e camada muscular cilíndrica. Maior quantidade de pregas intestinais e células mucosas (Figura 07-F).

O intestino médio e posterior (Figura 07-G e H) apresentaram fibroblastos bem evidentes, vasos espessos, com evidencia das três túnicas musculares. Apresentaram plexo nervoso, indicando movimento peristáltico próprio.

Com 168 HPE, o pâncreas apresentou vasos e ilhotas (responsáveis pela secreção hormonal). No fígado os sinusóides foram bem evidente devido a melhor organização das trabéculas de hepatócitos e proliferação de melanomacrófagos. Apresentou uma extensa vascularização periférica e ausência de grânulos de glicogênio.

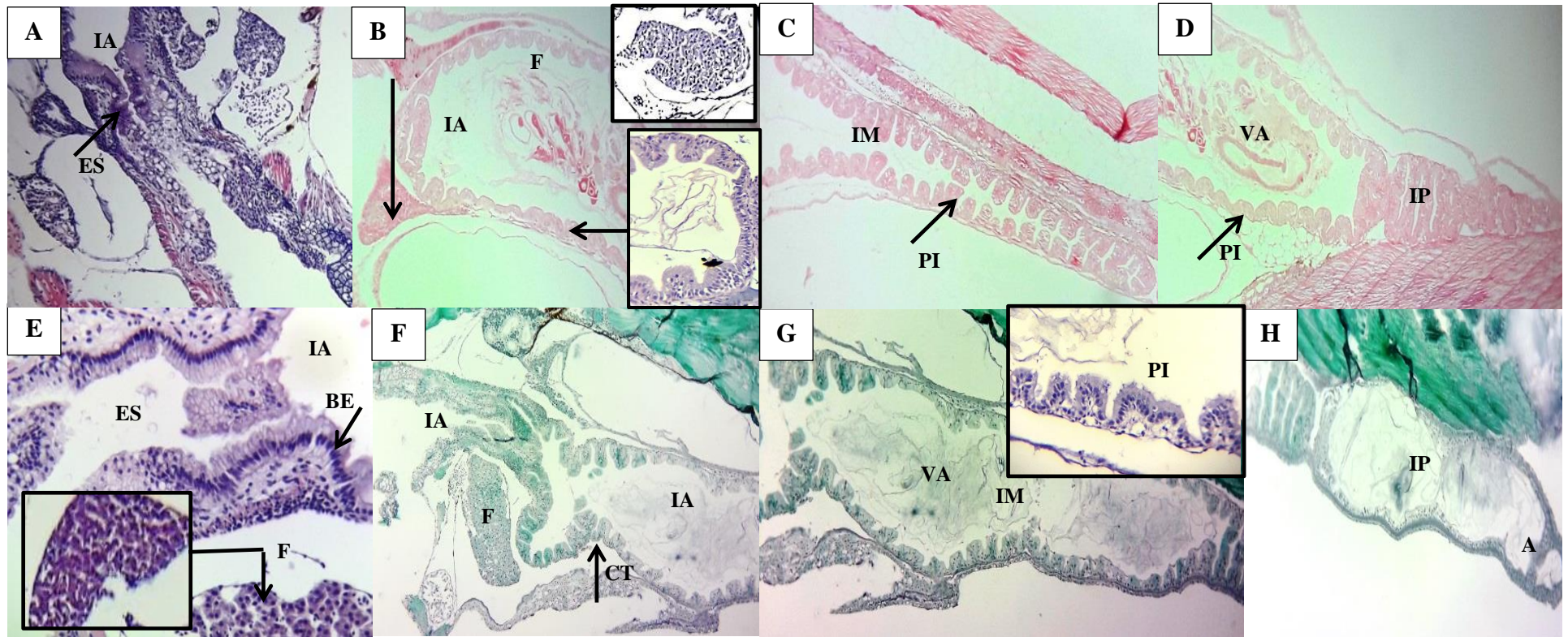


Figura 07. Fotomicrografia da região do intestino (anterior médio e posterior) de larvas de *B. amazonicus* (144 e 168 HPE): **144 HPE**- **A**- Esôfago (ES); Intestino anterior (IA), (HE ); **B**- Intestino anterior (IA); Vestígios de alimento (VA); Fígado (F),(HE); **C**- Intestino médio (IM); Pregas intestinais (PI), (HE); **D**- Intestino posterior (IP); Pregas intestinais (PI), (HE); **120 HPE**- **E**- Esôfago (ES); Intestino anterior (IA); Fígado (F); Borda em escova (BE), (HE) ; **F**- Intestino anterior (IA); Vestígios de alimento (VA); Fígado (F); Constrição ES/IA(CT); (Tricrômico de Gomori); **G**- Intestino médio (IA); Pregas intestinais (PI), (Tricrômico de Gomori); **H**- Intestino posterior (IP); Pregas intestinais (PI); Ânus (A), (Tricrômico de Gomori).

Neumann (2008), afirma que a descrição histológica da ontogenia do trato digestório de *B. amazonicus*, indica que o padrão de desenvolvimento ontogenético seja característico do gênero, corroborando ao observado em *B. orbignyana* (MACIEL, 2006) em todas as estruturas presentes, padrão da mucosa, havendo similaridade inclusive em relação à cronologia das diferenciações do epitélio.

A presença de dentes incisiformes, cavidade bucofaringeana ampla e boca bem desenvolvida foram observadas durante o desse estudo (48 a 168 HPE). Neumann (2008) observou que no momento da primeira alimentação exógena (29 h PE) de *B. amazonicus* apresentou dentes funcionais e botões gustativos na boca e cavidade bucofaringea. Estas características também foram observados em *B. moorei* (VANDEWALLE et al., 2005), *B. orthotaenia* (SAMPAIO, 2006) e *B. orbignyana* (MACIEL, 2006).

Rodrigues et al. (2006) afirmam que a boca, a cavidade oral e a faringe estão associadas com a captura, orientação e preparação pré-digestiva do alimento e que dentes orais servem para preparação pré-digestiva do material alimentar de origem vegetal e para captura e preensão do alimento de origem animal, enquanto dentes faríngeos auxiliam na preensão e maceração de organismos de corpo mole.

Nesse estudo, a reabsorção do saco vitelínico ocorreu com 96 HPE sendo observada a diminuição com entre 48 e 72 HPE. Neumann (2008) também observou uma acentuada queda no volume do saco vitelino em larvas de *B. amazonicus* logo após o início da obtenção de alimento externo (29 e 47 HPE), o que indicou a assimilação de nutrientes provenientes da alimentação exógena não era eficiente. Mangetti (2006) sugere que a pouca eficiência digestiva nesta fase é compensada pela ingestão de um grande número de presas vivas e presença de reservas endógenas.

Neste estudo, com 48 HPE, observou-se um esôfago primordial tubular com epitélio estratificado e presença de células mucosas. O segmento final do esôfago (transição para o intestino) apresentou células cilíndricas simples, altas e



com pequenas pregas semelhantes a vilosidades espaçadas. Presença de lâmina própria abaixo do epitélio, composta por um tecido conjuntivo frouxo contendo fibroblastos e infiltrados.

Neuman (2008) observou que larvas de *B. amazonicus* com 35 HPE apresentaram um esôfago com espessa camada circular de músculo esquelético externamente à sua lâmina própria, e que neste tempo ocorreu a transição de epitélio pavimentoso estratificado para cilíndrico simples em sua extremidade distal, assim como o encontrado neste estudo, marcando o limite entre o esôfago e o intestino.

Segundo González et al. (2002) a presença de pregas no intestino, como observado em *B. amazonicus* com 48 HPE, indica aumento na eficiência da digestão e absorção dos alimentos. Seixas-Filho et al. (2000) sugerem que 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.

Com 72 HPE, um espessamento da musculatura logo após o esôfago indicou a proximidade da diferenciação do estômago. Neumann (2008), afirma que com 59 HPE ocorreu um espessamento na musculatura, mas sem a diferenciação do estomago.

A presença de dilatação na porção proximal do intestino médio, para retenção do alimento antes da diferenciação do estômago em larvas de peixes, também foi observada em *B. orbignyana* (MACIEL, 2006) e em *Pseudoplatystoma coruscans* que pratica canibalismo nas fases iniciais do desenvolvimento (MANGETTI, 2006).

Com 96 HPE, o esôfago apresentou-se como um tubo curto com epitélio estratificado com múltiplas camadas. Presença de algumas células mucosas, poucos vasos e infiltrados.

Neumann (2008), afirma que a presença de células de muco no esôfago já no início da alimentação exógena de *B. amazonicus*, com crescente aumento em tamanho e número ao longo do desenvolvimento, sugere a participação destas

células no deslizamento das presas e proteção do epitélio contra possíveis abrasões.

A ocorrência crescente das células de muco no esôfago, também foi relatada por Galvão et al. (1997), González et al. (2002), Maciel (2006) e Mangetti (2006), que concordam que as células mucosas protegem e lubrificam a superfície do epitélio e, conjuntamente com o desenvolvimento das pregas no esôfago, que precedem a diferenciação do estômago, facilitam a rápida transição do alimento para o segmento posterior.

A porção anterior do tubo digestório com 96 HPE apresentou um espessamento da camada muscular logo após o esôfago indicando a diferenciação do estômago, apresentando nessa região epitélio cilíndrico simples.

Esse mesmo padrão foi verificado por Neumann (2008), em larvas de matrinxã com 83 HPE onde ocorreu o início da diferenciação do estômago caracterizado pelo espessamento da camada muscular logo após o esôfago, com este último apresentando-se neste momento como um tubo curto e estreito, revestido internamente em sua porção proximal por células mucosas. Esta mesma autora afirma que nas paredes do esôfago pregas paralelas estavam dispostas ao longo do tubo, que se prolongavam até o estômago em formação.

Neumann (2008), afirma que com 147 HPE, o segmento denominado intestino anterior passou a ser composto pelo estômago, além do esôfago que já fazia parte dele. No entanto, Maciel (2006), trabalhando com larvas de *Brycon orbignyanus* afirma que até 172 HPE, não foi verificada a formação do estômago, assim como das glândulas gástricas. Neste estudo, observou-se que com 168 HPE, a região de transição entre esôfago e intestino apresentou uma constrição com a formação de uma bolsa, corroborando com Neumann (2008) com o aparecimento do estômago. Essa mesma autora afirma que o desenvolvimento do estômago em *B. amazonicus*, iniciando-se pela diferenciação de espessa camada muscular e pregas na mucosa, contínuas às pregas do esôfago, indica digestão mecânica funcional.

A presença de pregas intestinais foi observada com 48 HPE ao longo do intestino médio. Neumann (2008) também observou em larvas de *B. amazonicus*

com 35 HPE, que na região distal do intestino médio, surgiram pregas intestinais que foram gradualmente aumentando em altura da região anterior para a posterior. Na região do ânus o epitélio passou a ser pavimentoso estratificado.

A mesma autora, afirma que com 59 h PE o septo formado entre o intestino médio e posterior apresentou-se mais desenvolvido e as células do epitélio do intestino posterior possuíam minúsculas vesículas em seu citoplasma. Neste momento foi visualizado um epitélio estratificado pavimentoso revestindo o segmento anal.

Já neste estudo, observaram-se no intestino médio das larvas com 72 HPE, as túnicas mucosas e serosas e ao longo do intestino, epitélio cilíndrico com células caliciformes e presença de pregas intestinais. Observou-se a presença do ânus.

Neumann (2008), afirma que com 83 HPE, nos segmentos do intestino as células cilíndricas apresentavam borda estriada, melhor evidenciada nos segmentos do intestino médio distal e intestino posterior. O epitélio do intestino posterior tinha aspecto mucoso em quase toda a extensão deste segmento, e a camada simples de células cilíndricas foi observada até no segmento retal, com tecido pavimentoso estratificado ocorrendo apenas na borda do ânus.

## **Histoquímica do aparelho digestório de larvas de matrinxã utilizando diferentes níveis de transição alimentar**

### **Tratamento 2- Transição alimentar precoce**

A análise histoquímica revelou que o tratamento com transição alimentar tardia (T2), não apresentou reação positiva com os testes histoquímicos que utilizam os corantes PAS/AB. Isto indica que os peixes submetidos a este protocolo não reagiram positivamente com as mucosubstâncias ao longo do trato digestório.

Os resultados de reações negativas aos corantes no tratamento com transição alimentar precoce, poderia ser atribuído ao fato que neste tratamento as larvas tiveram somente um dia de alimentação com zooplâncton e 5 dias de ração. O fato de ter uma maior oferta de ração em idade em que a larva tem uma baixa organização do trato digestório conforme referido por (KOLKOWSKY, 2001), acarreta uma reduzida produção enzimática, que por sua vez dificulta a degradação proteica da ração prejudicando o crescimento.

### Tratamento 5 –Transição tardia

O tratamento 5 teve reação positiva a ambos os corantes a partir de 72 HPE, no entanto a partir de 96 HPE passou a ter maior reação ao AB, principalmente no intestino médio e posterior. A partir de 168 HPE não apresentou reação positiva no esôfago tanto para PAS quanto para AB (Tabela 10).

Tabela 10. Intensidade da coloração das células mucossecretoras para o PAS (muco neutro) e o Alcian Blue pH 2,5 (muco ácido) no esôfago, estômago e intestino de larvas de matrinxã submetidas ao tratamento 5 (T5)

Órgão	Método	Horas pós-eclosão					
		48	72	96	120	144	168
Esôfago	PAS	-	++	-	+	-	-
	AB	-	-	+	-	-	-
Intestino anterior	PAS	-	++	+	++	+	+
	AB	-	-	+	+	+	++
Intestino médio	PAS	-	-	++	+++	-	+++
	AB	-	++	+++	+++	++	+++
Intestino posterior	PAS	-	-	+	++	-	++
	AB	-	+	+++	+	+	+

+ Reação positiva – Reação Negativa

+ fraco; ++ médio; +++ forte/ intenso; - ausente

No tratamento com transição alimentar tardia, houve uma maior disponibilidade de alimento vivo e por um maior período, o que pode ter contribuído para um melhor desempenho. Este alimento vivo pode proporcionar enzimas adicionais no trato digestório e estimular para que a larva produza suas próprias enzimas, e por outro lado, existiria a ingestão do alimento inerte quando o trato digestório está mais amadurecido e funcional (DABROWSKI, 1984).

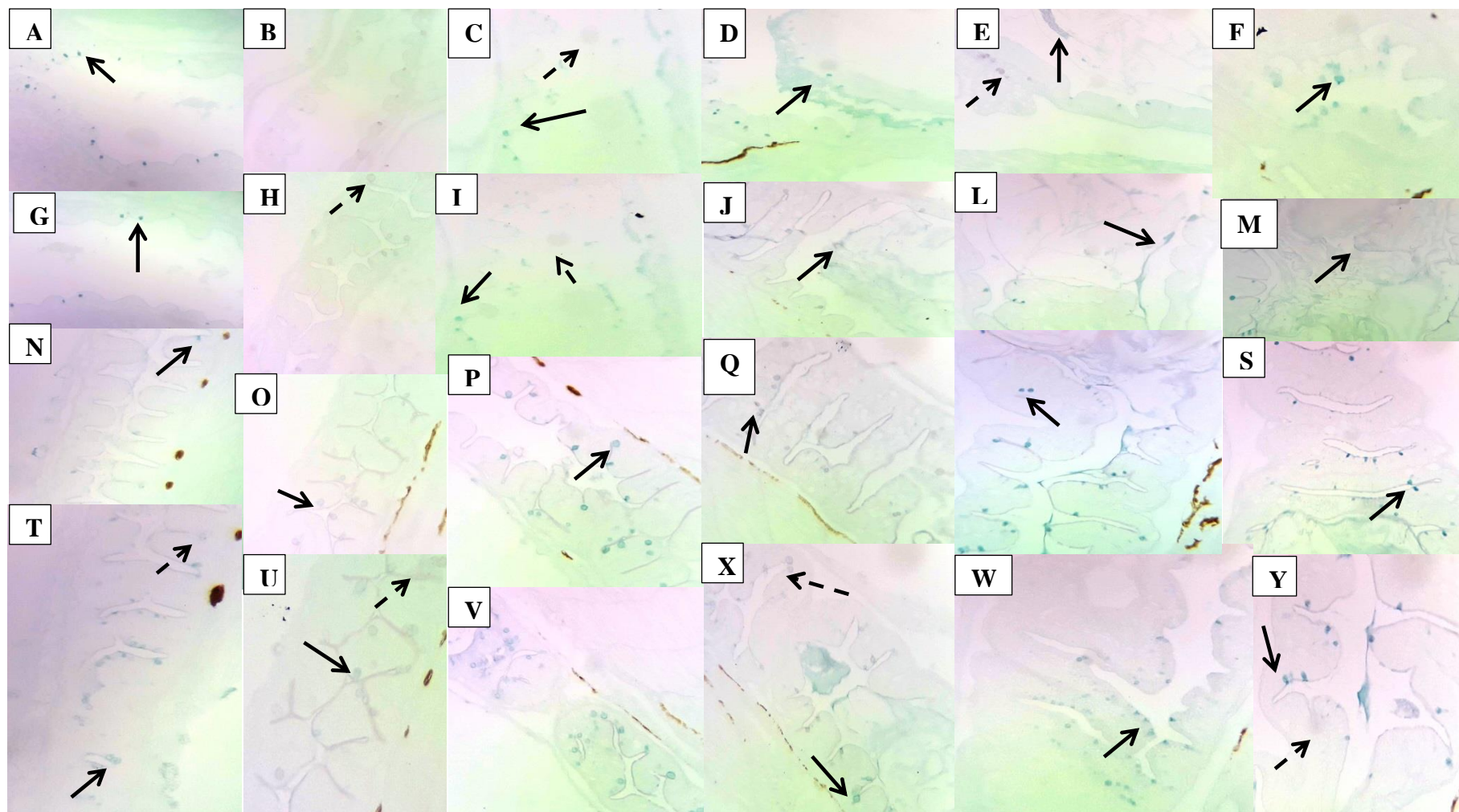


Figura 08. Fotomicrografia das reações aos corantes PAS/AB do trato digestório de larvas de *B. amazonicus* do tratamento **C4R2** (48 e 168 HPE): Esôfago (A a F); Intestino anterior (G a M); Intestino médio (N a S); Intestino posterior (T a Y). Seta lisa (AB); Seta tracejada (PAS).

### EXPERIMENTO 3

#### Desempenho zootécnico

O desempenho zootécnico e sobrevivência das larvas nos tratamentos alimentares com zooplâncton (T4), Coalimentação (T3) e transição alimentar (T2) tardia durante todo o período do experimento, foram maiores e variaram significativamente com relação ao desempenho e sobrevivência de larvas alimentadas unicamente com ração (Tabela 11).

Tabela 11. Desempenho zootécnico de larvas de matrinxã submetidas a diferentes protocolos alimentares até 168 horas pós-eclosão

Variável	Tratamentos			
	R	C4R2	C6	Z
	Média	Média	Média	Média
Peso inicial (mg)	1,58±0,26	1,58±0,26	1,58±0,26	1,58±0,26
Peso final (mg)*	2,46±0,61 <sup>a</sup>	4,45±0,39 <sup>c</sup>	5,12±0,65 <sup>b</sup>	<b>5,60±1,03<sup>b</sup></b>
Comprimento inicial (mm)	5,09±0,30	5,09±0,30	5,09±0,30	5,09±0,30
Comprimento final (mm)*	6,94±0,50 <sup>a</sup>	7,90±0,48 <sup>c</sup>	8,01±0,37 <sup>cb</sup>	<b>8,49±0,57<sup>b</sup></b>
Taxa de crescimento específico (%)*	6,71±3,21 <sup>a</sup>	17,164±1,26 <sup>cd</sup>	19,53±1,30 <sup>cb</sup>	<b>20,98±2,07<sup>b</sup></b>
Fator de condição relativo	1,00 ± 0,07	1,13±0,18	1,00±0,04	0,99±0,07
Sobrevivência (%)*	9,33±3,23 <sup>a</sup>	28,11±15,26 <sup>ab</sup>	<b>34,22±13,97<sup>b</sup></b>	22,78±10,01 <sup>b</sup>

CV: coeficiente de variação; NS: não significativo. \*Significativo ao nível de 5% de probabilidade ( $p < 0,05$ )

Estudos de manejos da larvicultura intensiva de peixes neotropicais têm indicado a alimentação como fator importante nessa fase (CESTAROLLI et al., 1997; LUZ; ZANIBONI FILHO, 2001; LUZ; PORTELLA, 2002; JOMORI et al., 2003; LUZ, 2004). Tesser et al. (2005), afirmam que quando as larvas passam precocemente pela transição do alimento vivo para o inerte, isso resulta em baixo crescimento e elevada mortalidade.

Alimentação combinada de alimento vivo e inerte são referidos como co-alimentação tendo sido demonstrado por meio de várias pesquisas que aumentam

o desempenho das larvas. Para que a coalimentação seja bem-sucedida, é importante que as larvas comam alimento inerte quando o alimento vivo ainda está presente (ROSENLUND, 1970).

Estudos realizados com larvas de pacu (*Piaractus mesopotamicus*) alimentadas desde o início da alimentação exógena com dieta formulada demonstraram que as mesmas têm suas taxas de crescimento e de sobrevivência reduzidas (LEITÃO et al., 2011; MENOSSI et al., 2012). Jomori et al. (2003) também detectaram redução no crescimento de larvas de pacu após a substituição do alimento vivo pelo inerte, independentemente da idade. Jomori (2005) observou que a transição alimentar em larvas de pacu apresenta bons resultados de crescimento e sobrevivência, similares aos das larvas alimentadas com náuplios de artêmia.

Resultados semelhantes foram observados nesse estudo, quando os tratamentos T2, T3 e T4 não diferiram entre si nos resultados de desempenho zootécnico. Dessa forma manejos utilizando zooplâncton e com coalimentação com transição podem ser utilizados.

### Variáveis físicas e químicas.

Os valores médios registrados das variáveis físicas e químicas da água (Tabela 12) não diferiram entre os tratamentos e ficaram dentro dos limites de tolerância do gênero (ATENCIO-GARCIA et al., 2003; PEDREIRA, 2008).

Tabela 12. Valores das variáveis físicas e químicas da água no período experimental

VARIÁVEIS	VALORES MÉDIOS			
	R	C4R2	C6	Z
Temperatura (°C)	24,13 ± 0,41	24,32 ± 0,31	24,18 ± 0,42	24,20 ± 0,42
Oxigênio Dissolvido (mg.l <sup>-1</sup> )	7,21 ± 0,33	7,02 ± 0,30	6,99 ± 0,31	7,27 ± 0,20
pH	7,29 ± 0,34	7,48 ± 0,34	7,50 ± 0,35	7,53 ± 0,37



## **Histogênese do aparelho digestório de larvas de matrinxã utilizando diferentes protocolos alimentares**

Com a finalidade de desenvolver a ontogenia de larvas mantidas sob diferentes protocolos alimentares foi analisada a histogênese nos diferentes tratamentos alimentares utilizados.

Nesta análise, prévia observou-se que não existiam diferenças com os eventos ontogenéticos entre quatro tratamentos, bem como entre os tratamentos do experimento 02 desse capítulo. Assim, documentamos a ontogenia deste experimento tomando como base o tratamento alimentar de transição alimentar tardias as melhores lâminas de cada sequência de tempo (48, 72, 96, 120, 144, 168 HPE).

### **Descrição histológica do intestino cefálico (cavidade bucofaringeana)**

A cavidade bucofaringeana com 48 HPE apresentou-se ampla, com abertura da boca bem desenvolvida, além da presença de dentes. Observou-se também, a presença de quatro arcos branquiais e saco vitelínico com abundantes grânulos de vitelo (Figura 09-A).

Com 72 HPE, apresentou saco vitelínico com poucos grânulos de vitelo em relação ao tempo anterior. Observou-se a abertura bucal e arcos branquiais semelhantes ao estágio anterior, e dentes bem desenvolvidos (Figura 09- B).

Com 96 HPE as larvas já apresentaram reabsorção do saco vitelínico (Figura 09-C). A região bucofaringeana apresentou um aumento de tamanho com 120 HPE e presença de músculo estriado e quatro arcos branquiais mais robustos com matriz cartilaginosa. Não foi observado presença de músculo liso.

Com 144 HPE, a região bucofaringeana e abertura bucal bem desenvolvida (Figura 09-D). Com 168 HPE, na cavidade bucofaringea observou-se a presença de botões gustativos bem evidentes.

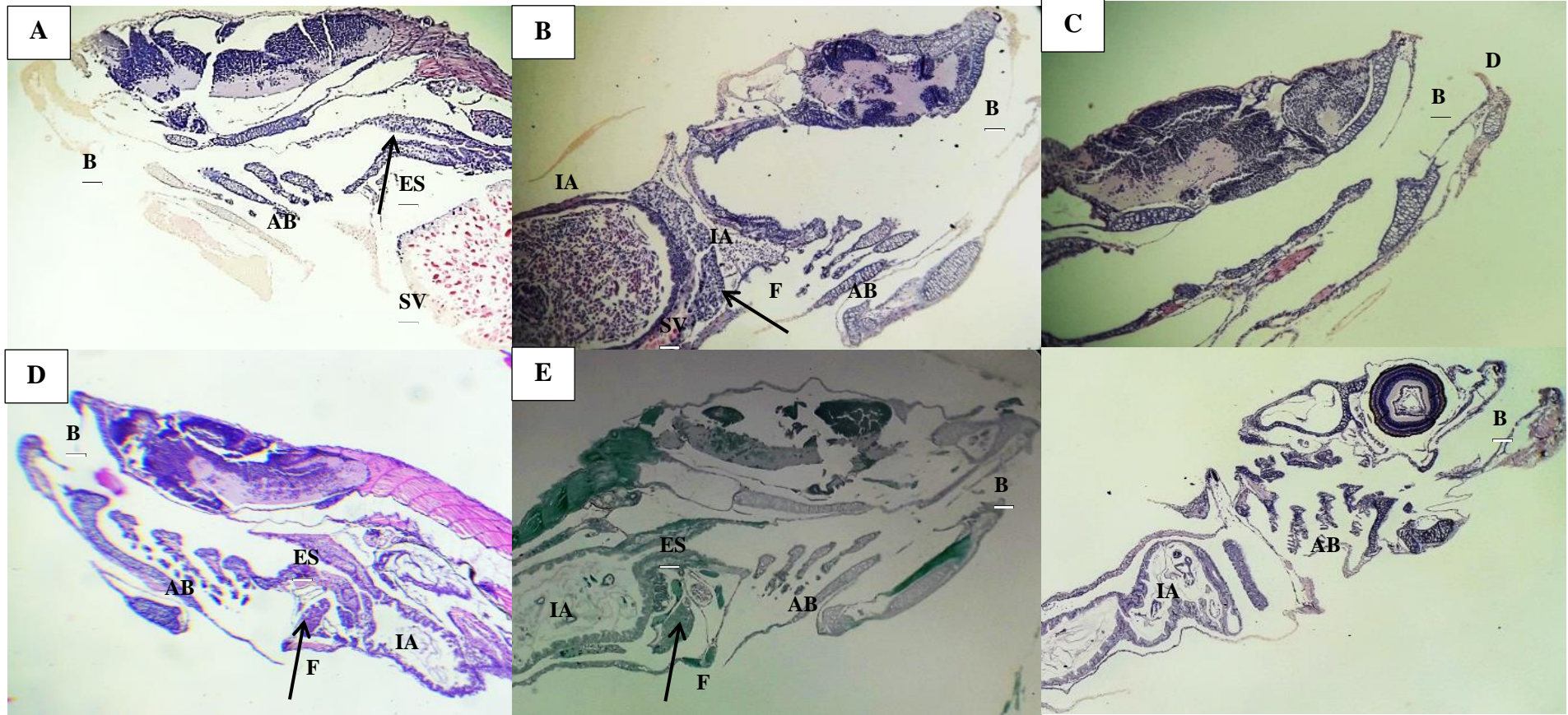


Figura 09. Fotomicrografia da cavidade bucofaringea de larvas de *B. amazonicus* (48 a 168 HPE): **A- 48 HPE:** Boca (B); Arcos branquiais (AB); Esôfago (ES); Saco vitelínico (SV), (HE); **B - 72 HPE:** Boca (B); Arcos branquiais (AB); Saco vitelínico (SV); Fígado (F); Intestino anterior (IA), (HE); **C-96 HPE:** Boca (B);Dentes (D), (HE); **D-120 HPE:** Boca (B); Arcos branquiais (AB); Esôfago (ES); Fígado (F); Intestino anterior (IA), (HE); **E-144 HPE:** Boca (B); Arcos branquiais (AB); Esôfago (ES); Fígado (F); Intestino anterior (IA), (Tricrômico de Gomori); **F-168 HPE:** Boca (B); Arcos branquiais (AB); Intestino anterior (IA), (HE).

### **Descrição histológica do intestino (anterior médio e posterior)**

Com 48 HPE, observou-se um esôfago primordial em forma de tubo, sem musculatura e constituído por epitélio estratificado na porção inicial e presença de células mucosas (Figura 10-A).

Com 48 HPE, a região de transição entre o esôfago e o início do tubo digestivo (possivelmente segmento onde se estabelecerá o estômago) apresentou uma dilatação onde foi verificado vestígios de alimentos (Figura 10-B).

O segmento médio do intestino, com 48 HPE (Figura 10-C), apresentou células cilíndricas simples altas na porção inicial e pequenas pregas espaçadas, presença de lâmina própria abaixo do epitélio composta por um tecido conjuntivo frouxo com fibroblastos e infiltrados, sustentando o epitélio cilíndrico simples com abundância de vasos sanguíneos. Com 48 HPE (Figura 10-D), observou-se a presença do ânus no intestino posterior. Observou-se a presença do fígado (Figura 11-A).

Com 72 HPE, ocorreu o aparecimento de músculo estriado na região de transição entre a cavidade bucofaringeana e esôfago, que apresentou epitélio estratificado, com abundantes células mucosas, presença de lâmina própria e vasos (Figura 10-E).

Após o esôfago, foi observado um espessamento da musculatura indicava a proximidade da diferenciação do estômago.

Com 72 HPE, o lúmen do intestino anterior se apresentou mais dilatado e foi observado presença de alimentos parcialmente digeridos, indicando a funcionalidade do sistema digestório (Figura 10-F).

No intestino médio (Figura 10-G) observaram-se as túnica mucosas e serosas. Ao longo do intestino se observou epitélio cilíndrico e células caliciformes (Figura 10- G e H). Ao longo do intestino correu a presença de pregas Tubo digestório com presença de uma constrição dividindo o intestino anterior do médio. Observou-se a presença do ânus. Observou-se a presença do fígado (Figura 11-B).

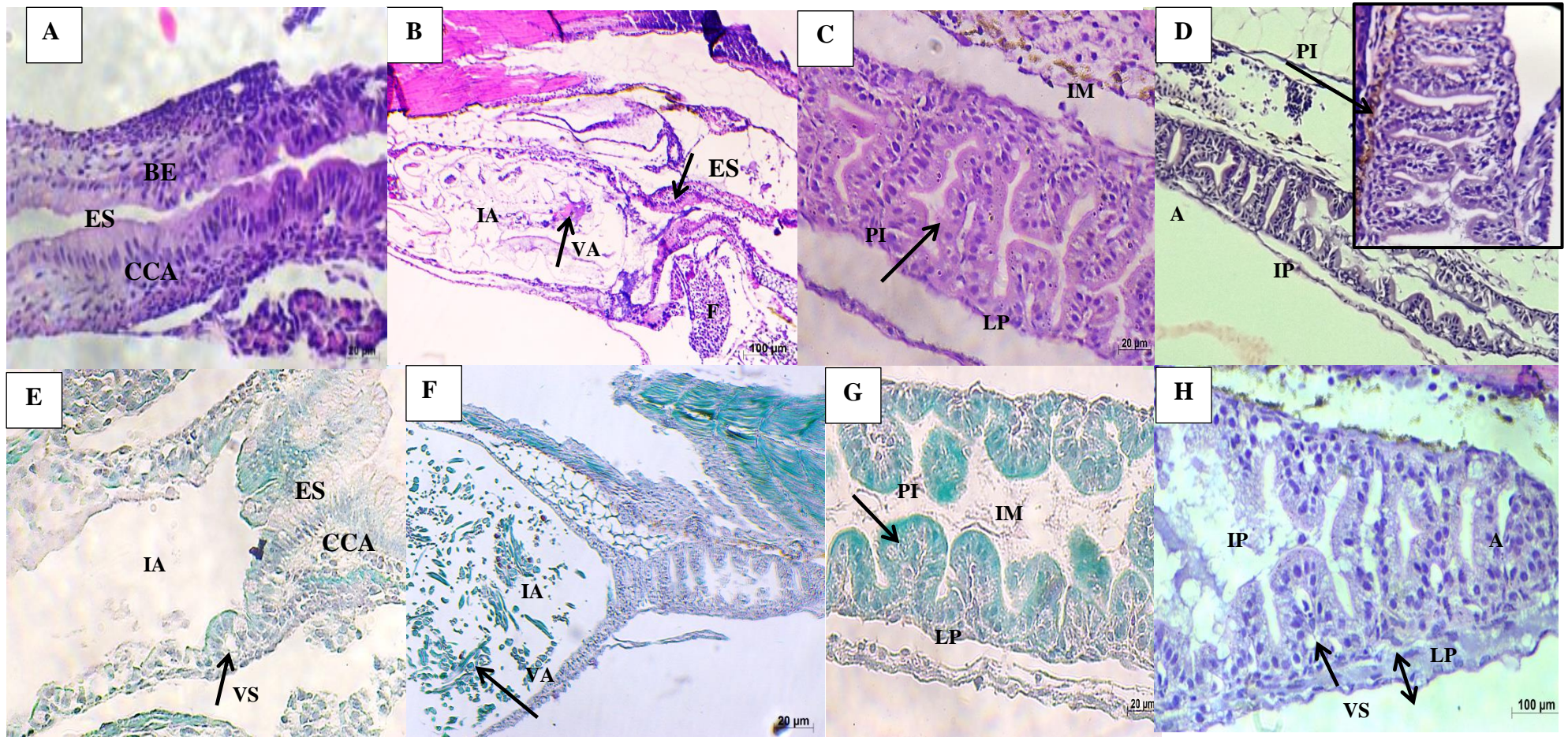


Figura 10. Fotomicrografia da região do intestino (anterior médio e posterior) de larvas de *B. amazonicus* (48 e 72 HPE): **48 HPE**: **A** Esôfago (ES); Borda em escova (BE); Células cilíndricas altas (CCA); Borda em escova (BE), (HE ); **B**- Intestino anterior (IA); Vestígios de alimento (VA); Fígado (F); Esôfago (ES), (HE); **C**- Intestino médio (IM); Pregas intestinais (PI), (HE); **D**- Intestino posterior (IP); Pregas intestinais (PI); Ânus (A), (HE); **72 HPE**- **E**- Esôfago (ES); Intestino anterior (IA); Células cilíndricas altas (CCA) (F), (Tricrômico de Gomori) ; **F**- Intestino anterior (IA); Vestígios de alimento (VI), (Tricrômico de Gomori); **G**- Intestino médio (IA); Pregas intestinais (PI); Lâmina própria (LP), (Tricrômico de Gomori); **H**- Intestino posterior (IP); Pregas intestinais (PI); Ânus (A); Lâmina própria (LP), (HE).

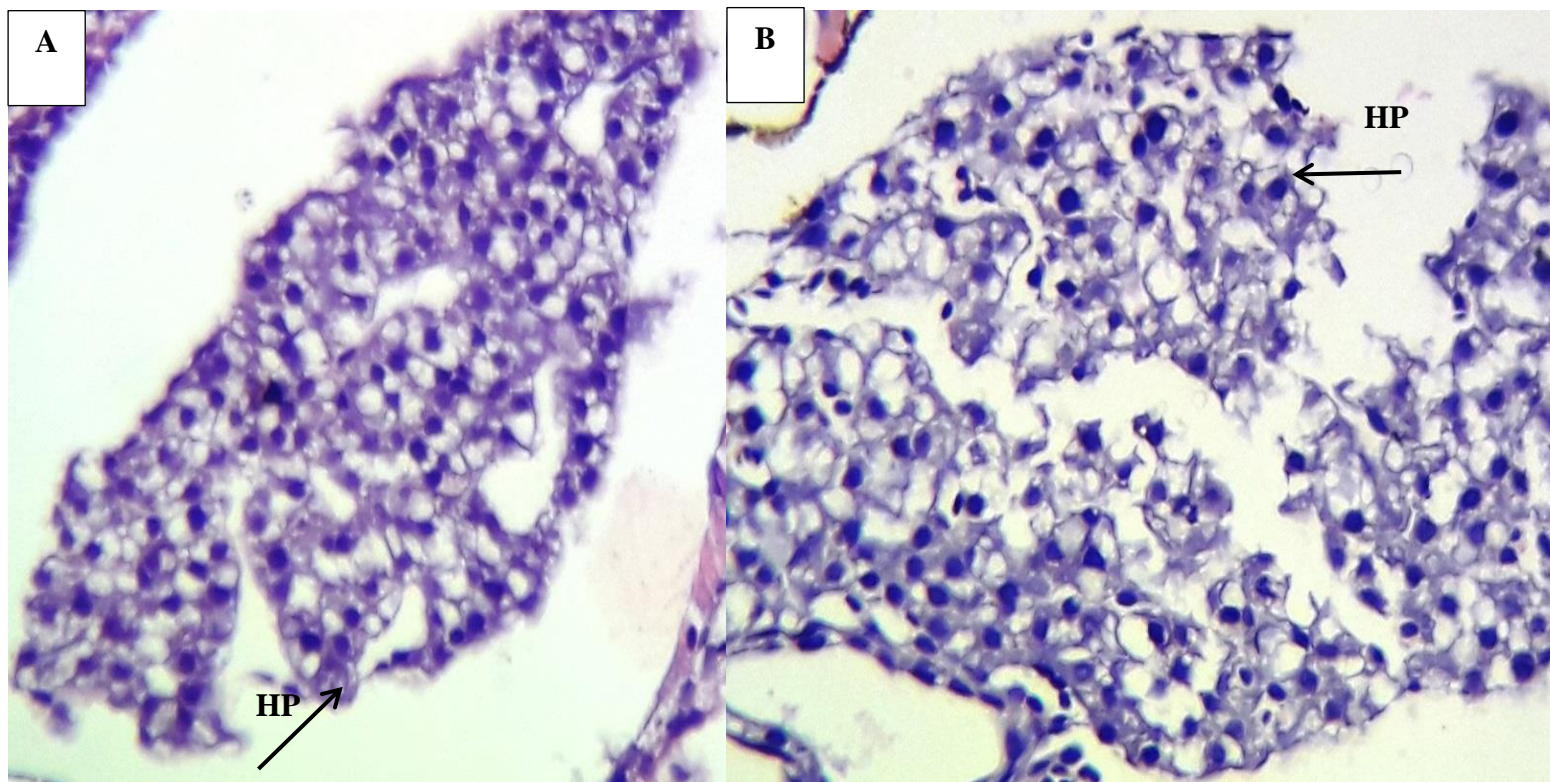


Figura 11. Fotomicrografia da região do Fígado de larvas de *B. amazonicus* (48 e 72 HPE): **A- 48 HPE:** Hepatócitos (HP), (HE); **B - 72 HPE:** Hepatócitos (HP), (HE).

Com 96 HPE, observou-se o esôfago (Figura 12-A) como um tubo curto com epitélio estratificado com múltiplas camadas celulares. Presença de algumas células mucosas, poucos vasos e infiltrados e músculo estriado esquelético.

Com 96 HPE, a porção anterior do tubo digestório apresentou epitélio cilíndrico simples. Nessa porção ocorre a ausência de musculatura lisa (Figura 12-B).

Com 96 HPE (Figura 12-B), observou-se que a região de transição entre o esôfago e intestino, apresentou abundante vestígio de alimento de difícil digestão, possivelmente quitina do zooplâncton. Não há indícios de submucosa bem desenvolvida.

A estrutura de camada não está diferenciada apresentando apenas camada mucosa e serosa no segmento anterior do tubo digestivo, ainda a sem presença de glândulas gástricas.

Com 96 HPE, a região de transição entre intestino anterior e médio apresentou células colunares altas e muitas células mucosas (Figura -12 C).

Com 96 HPE, o intestino médio e posterior (Figura 12- C e D) apresentaram epitélio colunar simples, grandes quantidades de células mucosas, ausência da túnica submucosa, camada mucosa e serosa e lâmina própria fina.

Com 96 HPE, observou-se o fígado com presença hepatócitos e melanomacrófagos (Figura 13-A).

Com 120 HPE, observou-se que o esôfago (Figura 12-E) já apresentava músculo estriado e maior quantidade de células mucosas.

Com 120 HPE, o intestino anterior (Figura 12-F) apresentava abundantes células mucosas, linha muscular bem tênue com uma fina camada muscular lisa, sugerindo o aparecimento da túnica muscular longitudinal e movimento peristáltico. Observou-se resíduos de alimento em grande quantidade, como não tinha resíduos de quitina e nem células musculares sugere-se que seja ração.

Com 120 HPE, o intestino posterior (Figura 12-G) apresentou células mucosas mais numerosas, presença de vaso e infiltrados, linha muscular bem tênue. Além de uma fina camada muscular lisa, sugerindo o aparecimento da

túnica muscular longitudinal. Primórdio do esfíncter, mas sem musculatura estriada. Com 120 HPE, observou-se o ânus (Figura 12-G) com epitélio estratificado e células mucosas. Observou-se, ainda o fígado com trabéculas de hepatócitos(Figura13-B).

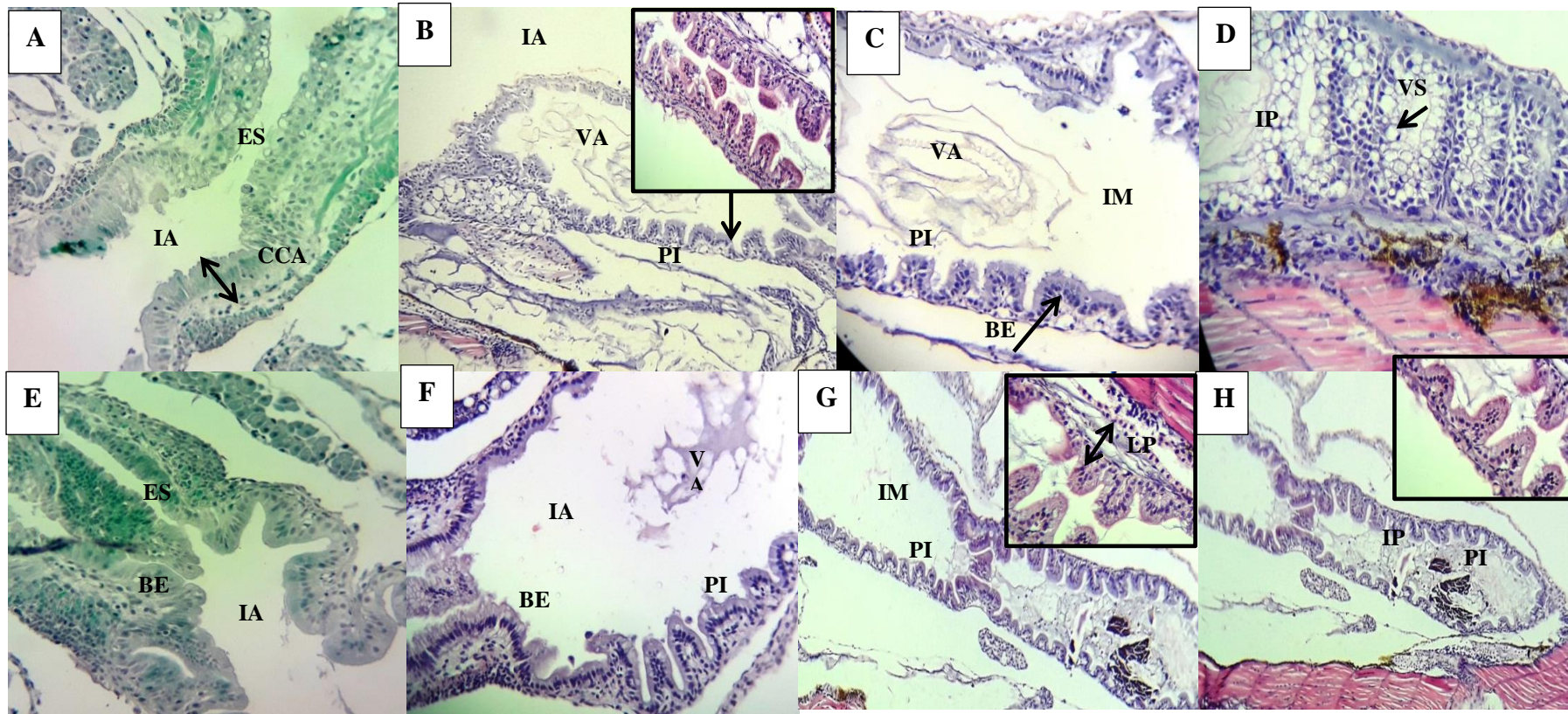


Figura 12. Fotomicrografia da região do intestino (anterior médio e posterior) de larvas de *B. amazonicus* (96 e 120 HPE): **96 HPE**: **A** Esôfago (ES); Borda em escova (BE); Células cilíndricas altas (CCA), (tricrômico de Gomori ); **B**- Intestino anterior (IA); Vestígios de alimento (VA); Pregas intestinais (PI), (HE); **C**- Intestino médio (IM); Pregas intestinais (PI); Vestígios de alimento (VA); Borda em escova (BE), (HE); **D**- Intestino posterior (IP); Vasos sanguíneos (VS), (HE); **120 HPE**- **E**- Esôfago (ES); Intestino anterior (IA); Borda em escova (BE), (Tricrômico de Gomori ); **F**- Intestino anterior (IA); Vestígios de alimento (VA); Borda em escova (BE); Pregas intestinais (PI), (HE); **G**- Intestino médio (IM); Pregas intestinais (PI); Lâmina própria (LP), (Tricrômico de Gomori); **H**- Intestino posterior (IP); Pregas intestinais (PI), (HE).



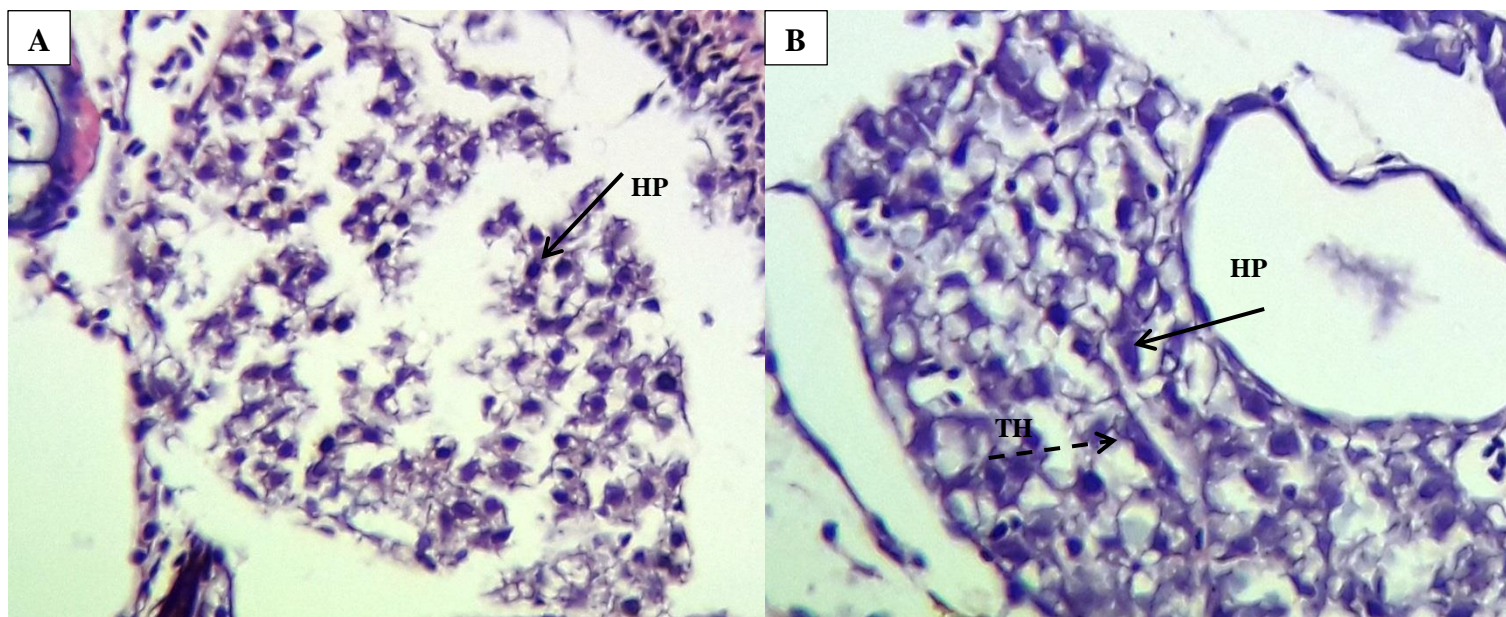


Figura 13. Fotomicrografia da região do Fígado de larvas de *B. amazonicus* (96 e 120 HPE): **A- 96 HPE:** Hepatócitos (HP), (HE); **B - 120 HPE:** Hepatócitos (HP); Trabéculas de hepatócitos (TH), (HE).

Com 144 HPE, o esôfago (Figura 14-A) apresentou epitélio espesso, como lâmina própria, grande quantidade de células mucosas e multicamadas musculares, com músculo esquelético estriado. Observou-se o aparecimento das camadas muscular interna e externa. Observou-se vestígios de larva no esôfago

Com 144 HPE, observou-se na região de transição entre intestino anterior (Figura 14-B) uma camada estriada não estratificada, tornando-se cilíndrica na porção anterior do intestino.

Com 144 HPE, o intestino anterior apresentou aumento das pregas intestinais e lâmina própria mais evidente. Presença de larva canibalizada parcialmente digerida (Figura 14-B).

Com 144 HPE, o intestino médio (Figura 14-C) apresentou epitélio cilíndrico alto, algumas células mucosas, camada muscular circular fina e túnica muscular. Além disso, observaram-se indícios de submucosa e aparecimento da muscular da mucosa.

Com 144 HPE, o intestino posterior (Figura 14-D) apresentou grande quantidade de pregas intestinais altas, muito células mucosas. Observou-se, também, indícios do enovelamento do intestino e aumento do número de dobras.

Com 144 HPE, visualizou-se o ânus com as mesmas características de 120 HPE (Figura 14-D)

Com 144 HPE, o fígado (Figura 15-A) já estava bem diferenciado com sinuosidades hepáticas, presença de eritrócitos melanomacrófagos.

Com 168 HPE, o esôfago (Figura 14-E) apresentou epitélio estratificado, presença de lâmina própria, células mucosas em grandes quantidades, camada muscular interna e externa. Observou-se, também, camada submucosa e músculo estriado bem evidente.

Com 168 HPE, a região final do esôfago (Figura 14-F) apresentou uma dilatação e uma constrição no início do intestino. Apresentaram células mucíparas, camada muscular cilíndrica e maior quantidade de pregas intestinais e células mucosas.

Com 168 HPE, observou-se o intestino médio mais enovelado com maior quantidade de pregas (Figura 14- G).

Com 168 HPE, o intestino posterior apresentou fibroblastos bem evidentes, vasos espessos, com evidencia das três túnicas musculares. A presença do ânus também estava evidenciada (Figura 14-H).

Com 168 HPE, observou-se no fígado (Figura 15-B) sinusóides bem evidentes devido a melhor organização das trabéculas de hepatócitos e proliferação de melanomacrófagos. Apresentou uma extensa vascularização periférica e ausência de grânulos de glicogênio.

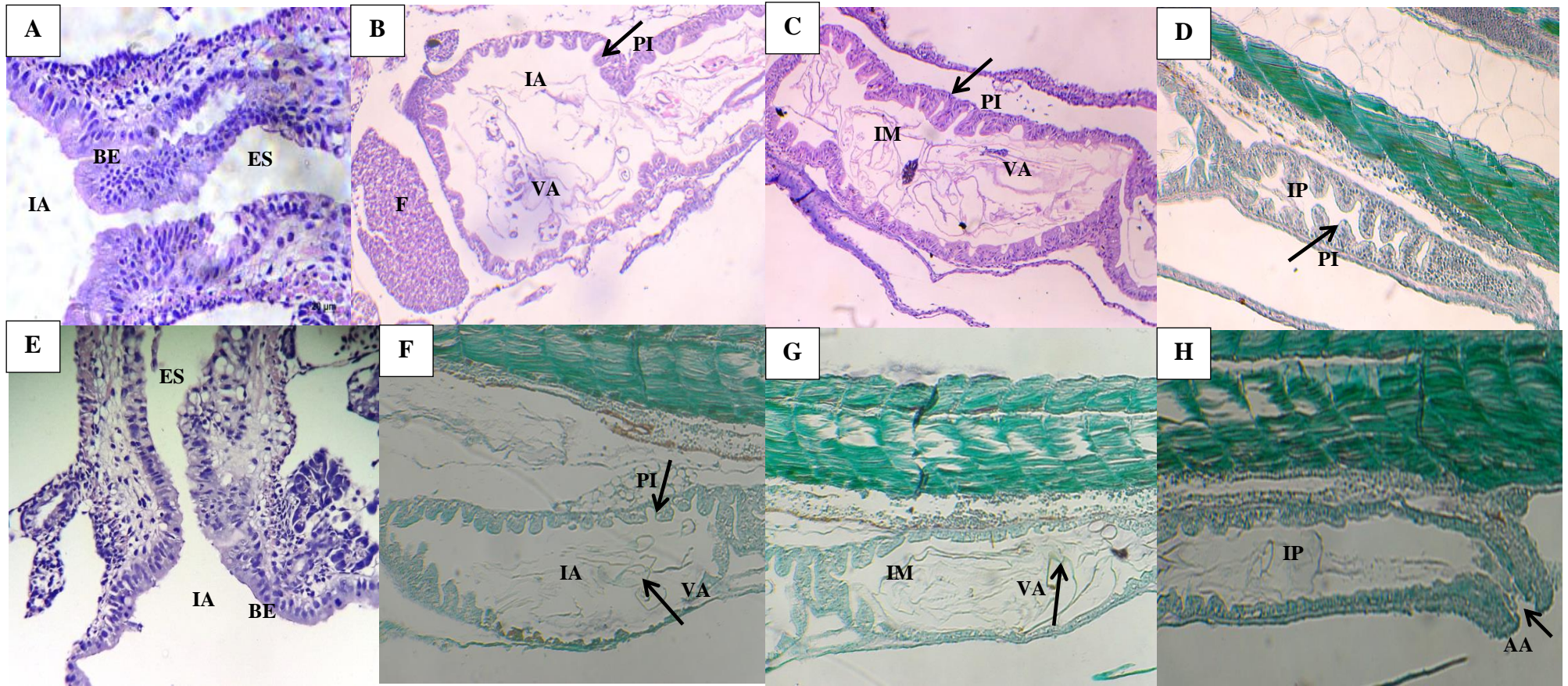


Figura 14. Fotomicrografia da região do intestino (anterior médio e posterior) de larvas de *B. amazonicus* (144 e 168 HPE): **144 HPE**: A Esôfago (ES); Borda em escova (BE), (HE ); **B**- Intestino anterior (IA); Vestígios de alimento (VA); Pregas intestinais (PI);Fígado (F), (HE); **C**- Intestino médio (IM); Pregas intestinais (PI); Vestígios de alimento (VA); Borda em escova (BE),(HE); **D**- Intestino posterior (IP); Vasos sanguíneos(VS),(HE);**168 HPE**- **E**- Esôfago (ES); Intestino anterior (IA), (HE); **F**- Intestino anterior (IA); Vestígios de alimento (VA); Pregas intestinais (PI), (Tricrômico de Gomori); **G**- Intestino médio (IM); Pregas intestinais (PI),(Tricrômico de Gomori); **H**- Intestino posterior (IP); Abertura anal (AA), (Tricrômico de Gomori).

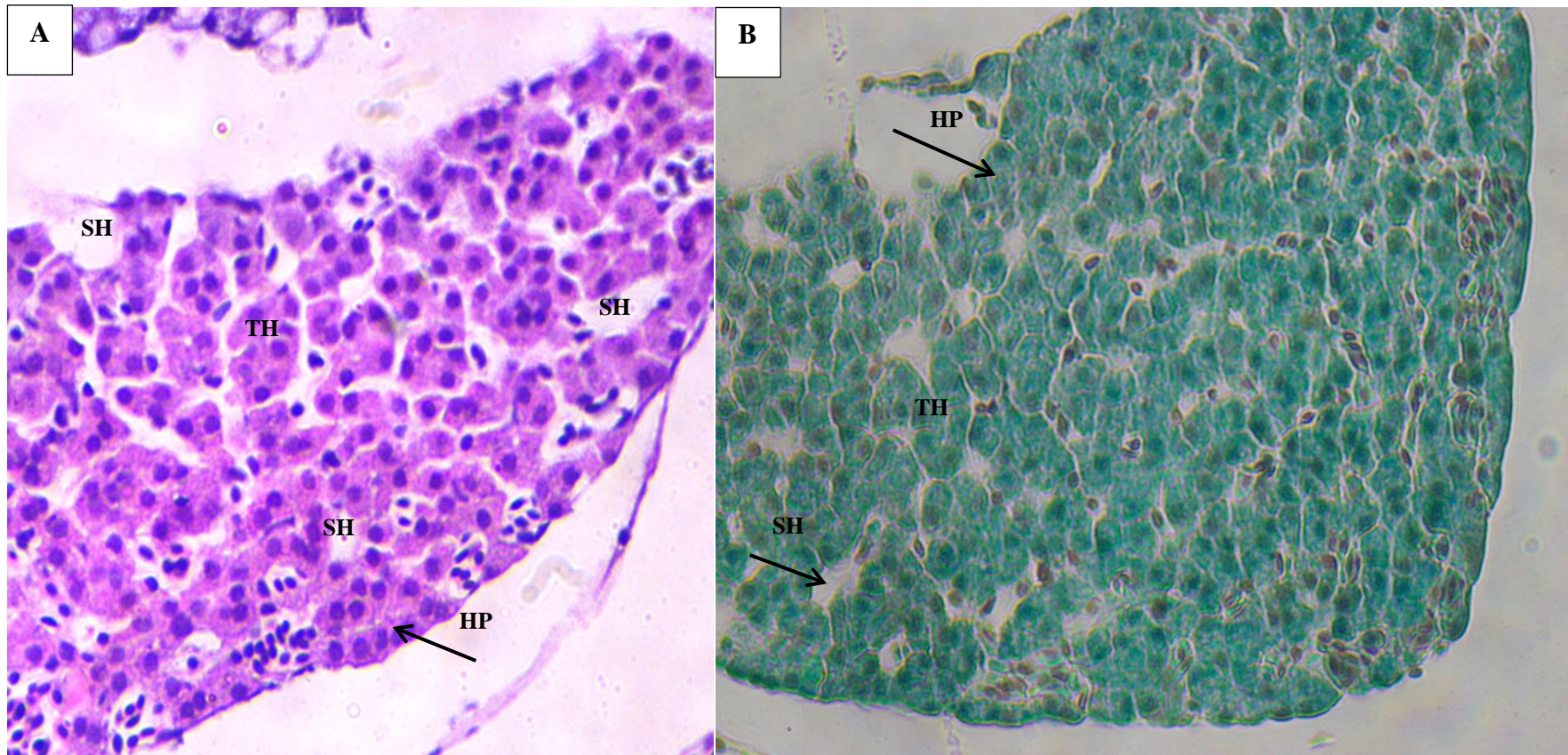


Figura 15. Fotomicrografia da região do Fígado de larvas de *B. amazonicus* (96 e 120 HPE): **A- 96 HPE:** Hepatócitos (HP); Trabéculas de hepatócitos (TH); Sinusóides hepáticos (SH); **B - 120 HPE:** Hepatócitos (HP); Trabéculas de hepatócitos (TH) Sinusóides hepáticos (SH), (Tricrômico de Gomori).

### Tratamento 01 – Ração (R)

No esôfago não houve reação positiva aos corantes ácidos e neutros durante o período de estudo. No intestino anterior houve reação fraca de 96 a 168 HPE. No intestino médio e posterior houve reação fraca em 48 HPE, sendo esta mais forte no intestino médio de 96 a 168 HPE (Tabela 13) e (Figura 15).

Tabela 13. Intensidade da coloração das células mucossecretoras para o PAS (muco neutro) e o Alcian Blue pH 2,5 (muco ácido) no esôfago, estômago e intestino de larvas de matrinxã submetidas ao tratamento 1 (T1)

Órgão	Método	Horas pós-eclosão					
		48	72	96	120	144	168
Esôfago	PAS	-	-	-	-	-	-
	AB	-	-	+	-	-	-
Intestino anterior	PAS	-	-	+	+	+	++
	AB	-	-	+	+	+	++
Intestino médio	PAS	-	-	++	++	-	-
	AB	+++	++	+++	+++	++	++
Intestino posterior	PAS	-	-	+	+	-	-
	AB	+	+	+++	++	+	+

+ Reação positiva – Reação Negativa

+ fraco; ++ médio; +++ forte/ intenso; - ausente

Estes resultados indicam que no intestino médio existe maior produção de mucosubstâncias e possivelmente digestão proteolítica devido à presença de glicoproteínas. Considerando que neste tratamento foi oferecido somente ração, isto indicaria que existe a possibilidade de digestão de dieta inerte a partir de 48 HPE e com maior intensidade a partir de 96 HPE.

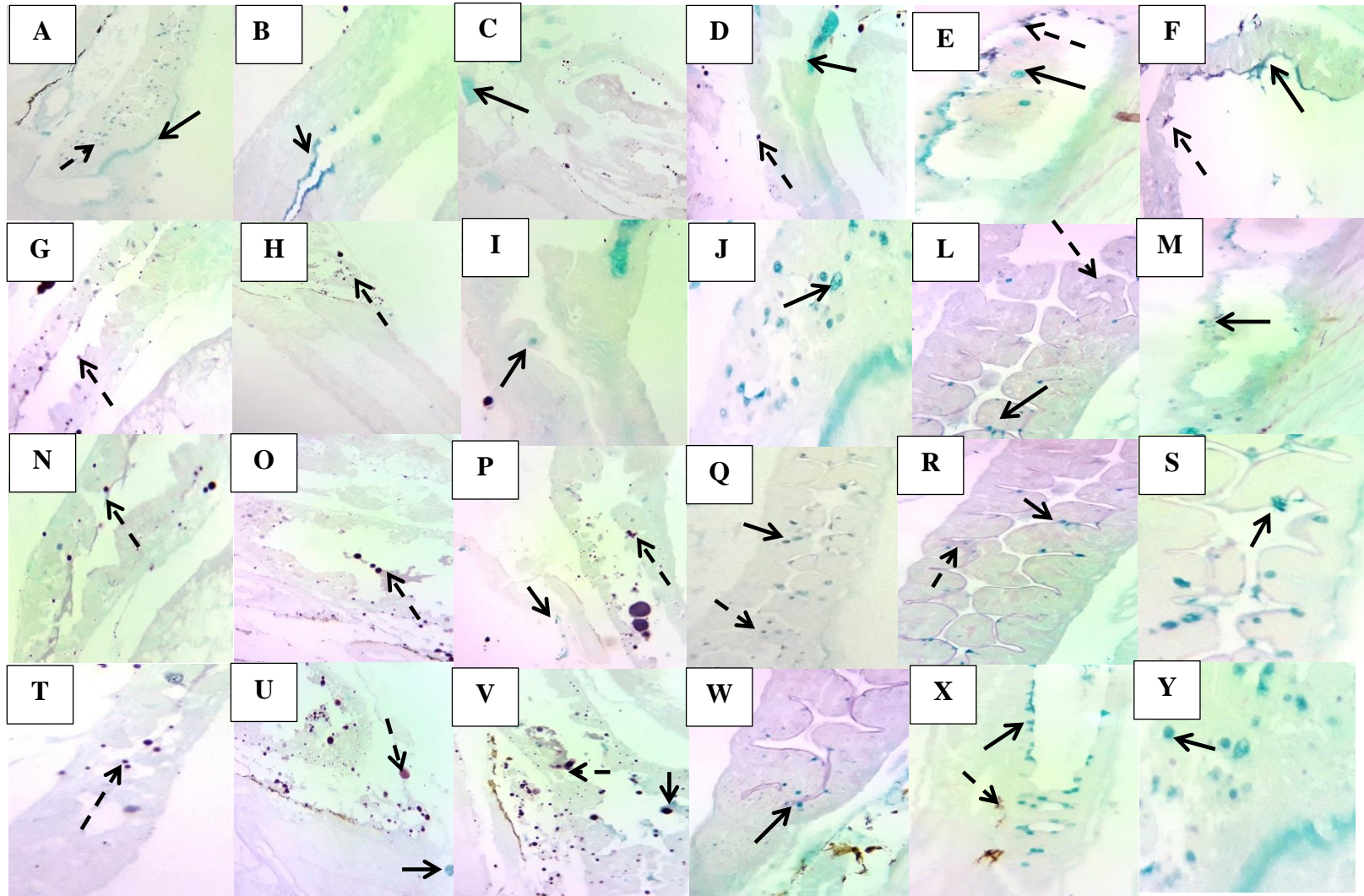


Figura 15. Fotomicrografia das reações aos corantes PAS/AB do trato digestório de larvas de *B. amazonicus* do tratamento R (48 e 168 HPE): **Esôfago (A a F); Intestino anterior(G a M); Intestino médio (N a S); Intestino posterior (T a Y).** Seta lisa (AB); Seta tracejada (PAS).

### Tratamento 02- Transição alimentar tardia (C4R2)

No esôfago foi observada reação positiva de 48 a 96 HPE, mais evidenciada com AB. No intestino anterior ocorreu uma reação fraca às mucosubstâncias ácidas e neutras de 48 a 168 HPE. No intestino médio se observa maior reação aos corantes e no intestino posterior a reação é mais fraca e também ocorre de 48 a 168 HPE (Tabela 14) e (Figura 16).

Tabela 14. Intensidade da coloração das células mucossecretoras para o PAS (muco neutro) e o Alcian Blue pH 2,5 (muco ácido) no esôfago, estômago e intestino de larvas de matrinxã submetidas ao tratamento 2 (T2)

Órgão	Método	Horas pós-eclosão					
		48	72	96	120	144	168
Esôfago	PAS	+	-	-	-	-	-
	AB	+	++	+	-	-	-
Intestino anterior	PAS	+	+	+	+	+	+
	AB	-	-	+	+	+	++
Intestino médio	PAS	++	-	++	++	+++	+++
	AB	+++	++	+++	+++	++	+++
Intestino posterior	PAS	+	-	+	+	++	+
	AB	++	+	+++	++	+	++

+ Reação positiva – Reação Negativa

+ fraco; ++ médio; +++ forte/ intenso; - ausente

Neste caso, como o alimento fornecido é zooplâncton e ração, existe a possibilidade de digestão de proteínas do alimento vivo ou da ração, isto repercute no maior crescimento das larvas.



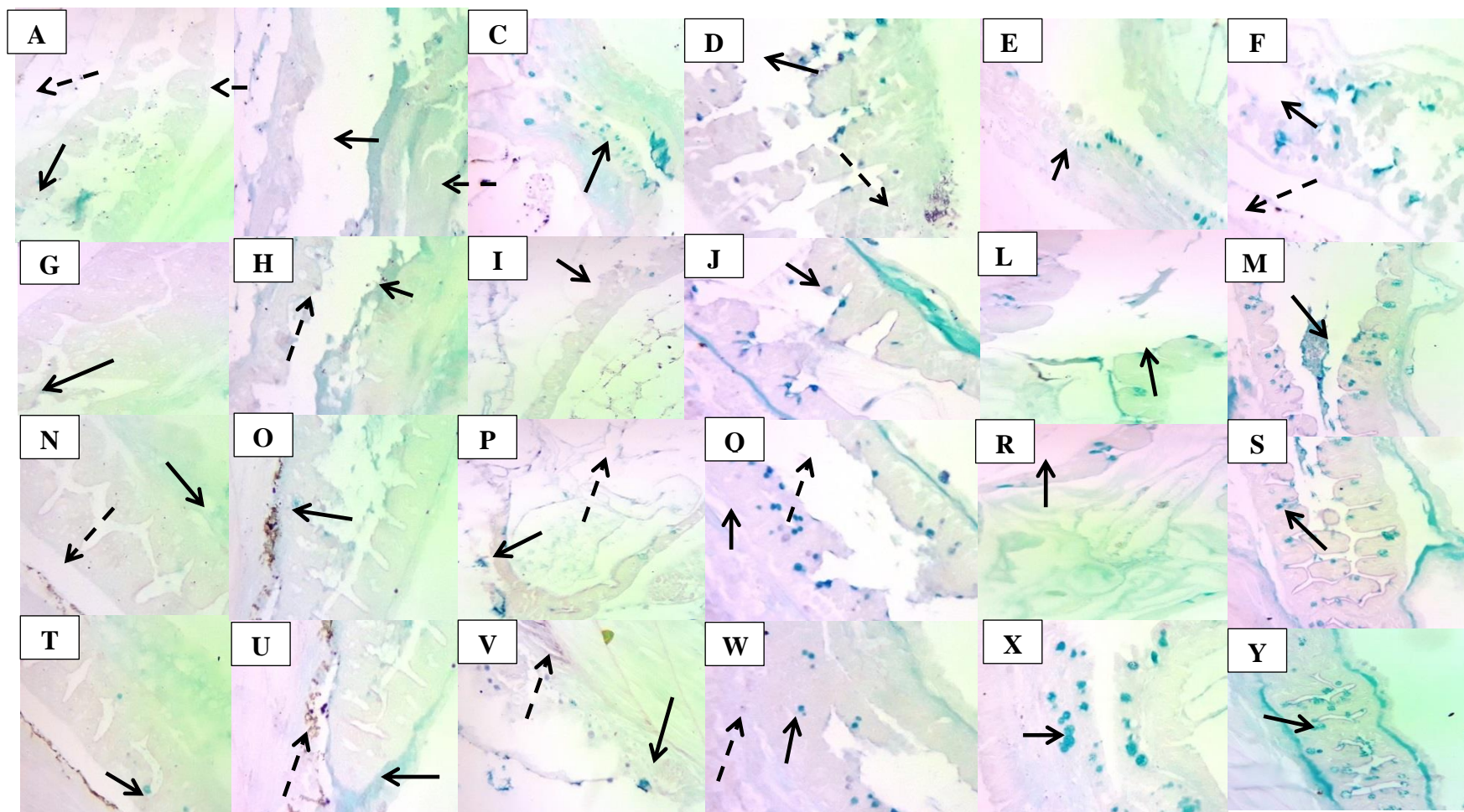


Figura 16. Fotomicrografia das reações aos corantes PAS/AB do trato digestório de larvas de *B. amazonicus* do tratamento **C24R2** (48 e 168 HPE): Esôfago (Aa F); Intestino anterior (G a M); Intestino médio (N a S); Intestino posterior (T a Y). Seta lisa (AB); Seta tracejada (PAS).

### Tratamento 03- Coalimentação (C6)

No esôfago, reações positivas fracas ocorreram com 48, 72 e 96 HPE. No intestino anterior, reações positivas fracas ocorreram durante todo o período de estudo. No intestino médio, forte reação positiva foi encontrada com ambos os corantes e no intestino posterior, fracas e fortes reações positivas ocorreram (Tabela 15).

Tabela 15. Intensidade da coloração das células mucossecretoras para o PAS (muco neutro) e o Alcian Blue pH 2,5 (muco ácido) no esôfago, estômago e intestino de larvas de matrinxã submetidas ao tratamento 3 (T3)

Órgão	Método	Horas pós-eclosão					
		48	72	96	120	144	168
Esôfago	PAS	+	-	-	-	-	-
	AB	+	++	+	-	-	-
Intestino anterior	PAS	+	+	+	+	+	+
	AB	-	-	+	+	+	++
Intestino médio	PAS	++	++	++	++	+++	-
	AB	++	++	+++	+++	++	+++
Intestino posterior	PAS	+	+	+	+	++	-
	AB	+	+	+++	++	+	++

+ Reação positiva – Reação Negativa

+ fraco; ++ médio; +++ forte/ intenso; - ausente

Durante a coalimentação foi ofertado às larvas quantidade igual de ração e zooplâncton e as reações com corantes, sugerindo que as larvas também possuem mucossubstâncias na região média e posterior do intestino. Assim, fisiologicamente no período do estudo, teriam condição de absorver nutrientes, principalmente nas porções médias e posteriores e digerir zooplâncton e progressivamente ração. Isto explicaria o bom desempenho das larvas com este protocolo alimentar.

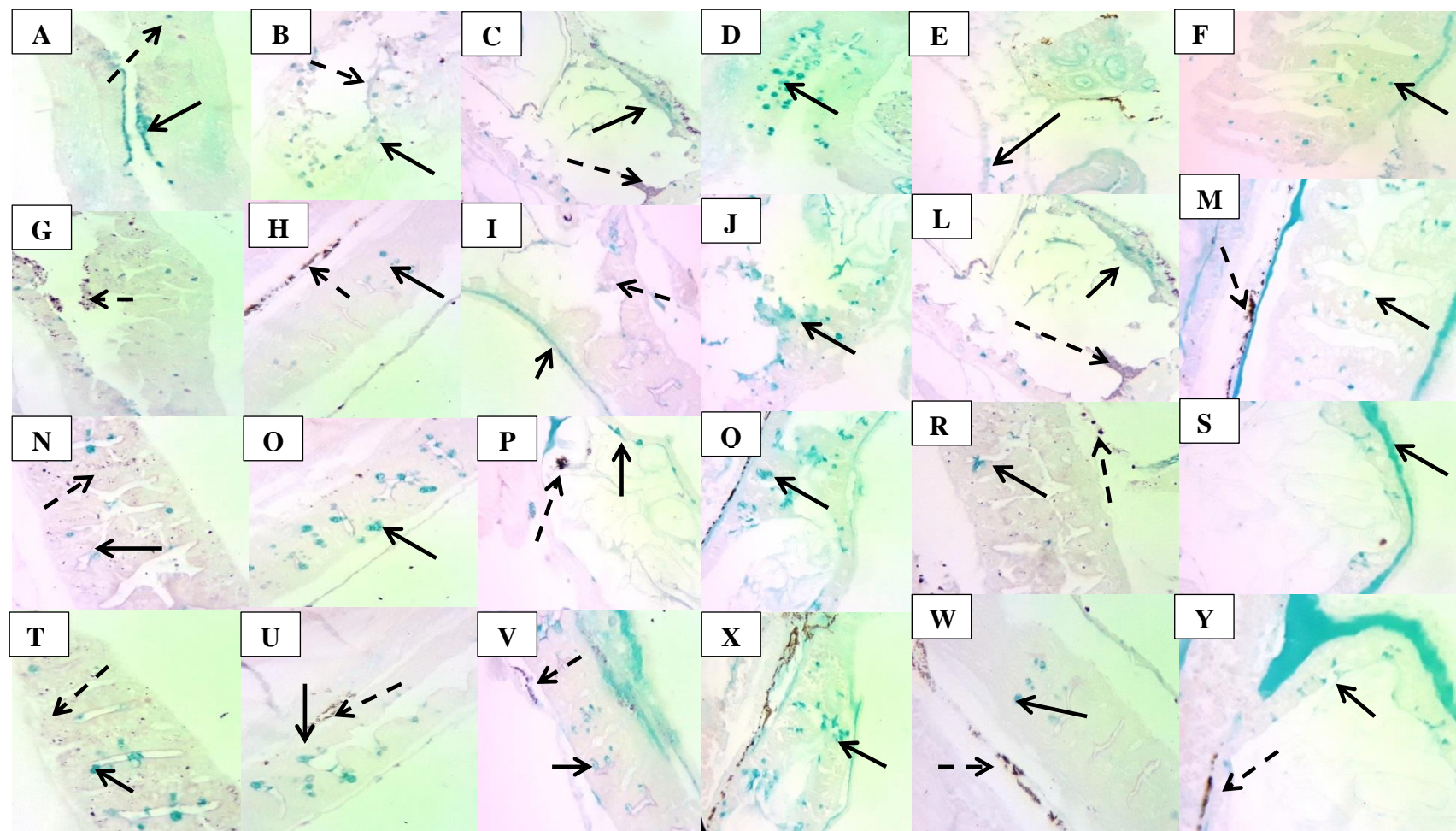


Figura 17. Fotomicrografia das reações aos corantes PAS/AB do trato digestório de larvas de *B. amazonicus* do tratamento C6 (48 e 168 HPE): Esôfago (Aa F); Intestino anterior (G a M); Intestino médio (N a S); Intestino posterior (T a Y). Seta lisa (AB); Seta tracejada (PAS).

### Tratamento 04- Zooplâncton (Z)

No tratamento Z, também podemos observar que a digestão ocorre no intestino médio e posterior (Tabela 16) e (Figura 18). Assim, as larvas com a oferta exclusiva de cladóceras, teriam condições de digerir e absorver os nutrientes fornecidos com o zooplâncton e possivelmente como este item alimentar é nutricionalmente rico em proteínas, ácidos graxos poli-insaturados, podem alcançar maior desempenho zootécnico como foi observado nesse trabalho. Isto repercutiu no maior desempenho das larvas.

Tabela 16. Intensidade da coloração das células mucossecretoras para o PAS (muco neutro) e o Alcian Blue pH 2,5 (muco ácido) no esôfago, estômago e intestino de larvas de matrinxã submetidas ao tratamento 4 (T4)

Órgão	Método	Horas pós-eclosão					
		48	72	96	120	144	168
Esôfago	PAS	-	-	-	-	-	-
	AB	++	-	+	+	-	-
Intestino anterior	PAS	-	-	+	+	+	+
	AB	-	-	+	++	+	++
Intestino médio	PAS	-	-	++	++	-	-
	AB	-	-	+++	+++	++	+++
Intestino posterior	PAS	-	-	+	+	-	-
	AB	-	-	+++	++	+	++

+ Reação positiva

+ fraco; ++ médio; +++ forte/ intenso; - ausente

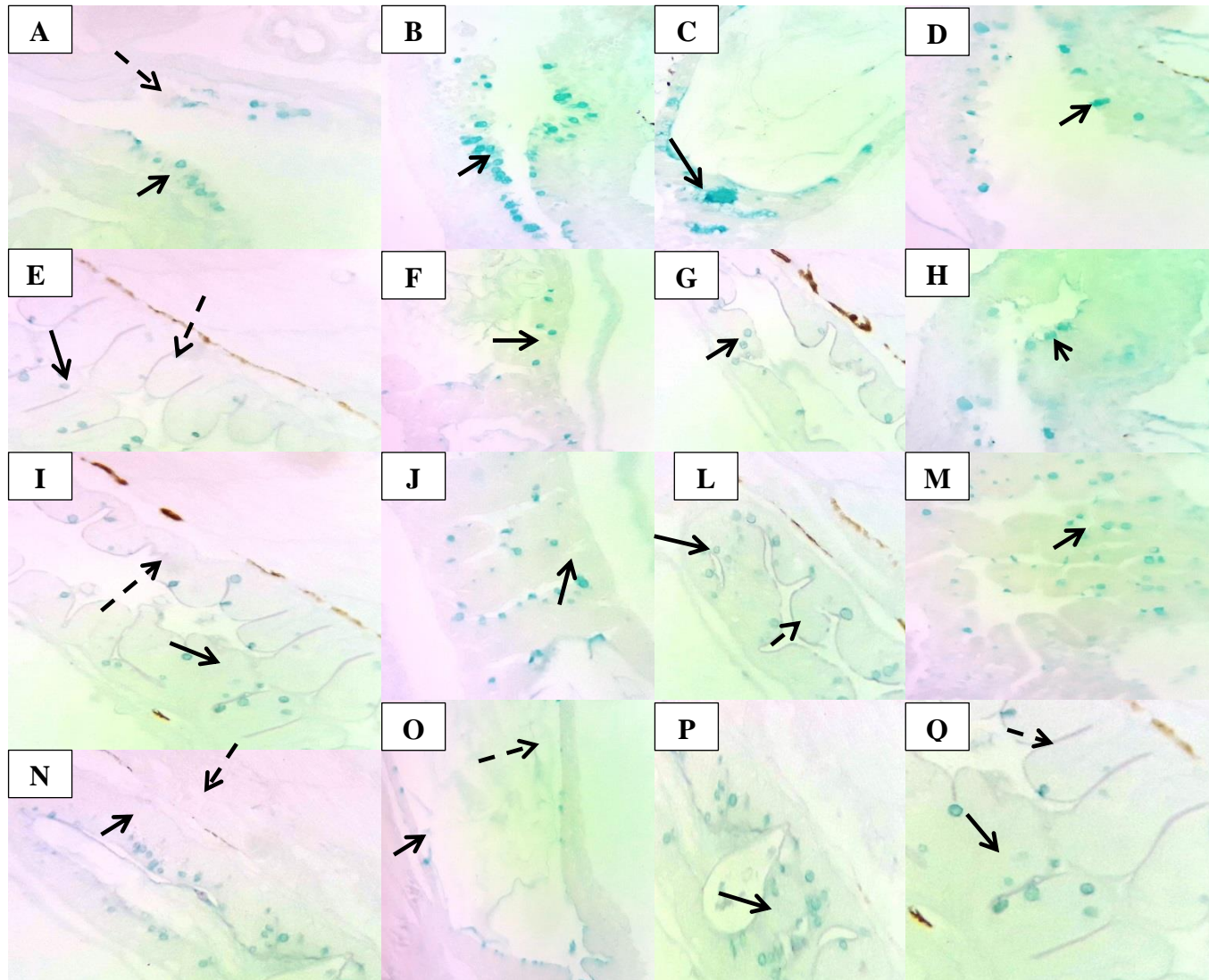


Figura 18. Fotomicrografia das reações aos corantes PAS/AB do trato digestório de larvas de *B. amazonicus* do tratamento **Z**(120 a 168 HPE): Esôfago (Aa D); Intestino anterior (E a H); Intestino médio (I a M); Intestino posterior (N a Q). Seta lisa (AB); Seta tracejada (PAS).

## CONCLUSÕES

- Cladóceros congelados não são recomendadas para as larvas de matrinxã em ambiente de confinamento;
- A coalimentação (fornecimento de alimento vivo e ração) com diminuição gradual na oferta de zooplâncton vivo foi uma boa estratégia para a transição do alimento vivo para o inerte durante a criação de larvas de matrinxã;
- O desenvolvimento ontogenético das larvas de matrinxã, quando analisado pelo método histológico, foi semelhante, independentemente do tipo de manejo alimentar;
- Pela análise histoquímica, foram detectadas reações positivas a mucosubstâncias ácidas e neutras. Estas reações por estarem relacionadas com a degradação proteolítica do alimento, afetaram o desempenho e sobrevivência das larvas de matrinxã quando aplicados diferentes protocolos alimentares.

## CONSIDERAÇÕES FINAIS

- A pesquisa demonstrou que com o conhecimento da bioecologia das larvas de matrinxã, levando em consideração o tipo de água e refúgios encontrados em lagos de várzea, foi possível estabelecer um padrão (água turva e verde) que favoreceu a manutenção das larvas em condições controladas, com alta sobrevivência, nesta fase considerada crítica para espécie;
- Além disso, os manejos alimentares baseados na oferta conjunta e isolada de zooplâncton vivo com transição alimentar tardia, se mostraram adequados para a larvicultura da matrinxã;
- Estas pesquisas são de extrema importância para a piscicultura do estado do Amazonas, uma vez que se trata de uma espécie com potencial econômico e servem como base para elaboração de protocolos de manejo que podem ser repassados aos produtores em forma de cartilha e cursos.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ADEYEMO, A. A.; OLADOSU, G.A.; AYINLA, A.O. Growth and survival of fry African catfish species, *Clarias gariepinus* Burchell, *Heterobranchus bidorsalis* Geoffery and *Hetero clarias* reared on *Moina dubiain* comparison With other first feed sources. **Aquaculture**, v.119, p.41-45, 1994.

ALMEIDA, F.M. **Uso de copépodes na alimentação de larvas de Linguado *Paralichthys orbignyanus* (Valenciennes, 1842) e otimização do cultivo do copépodes *Acartia tonsa* (Dana 1849)**. Fundação Universidade Federal do Rio Grande, Programa de Pós-Graduação em Aquicultura. Rio Grande, Brasil. 2006.

ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M. **Distribuição espacial e temporal de larvas de Characiformes em um setor do rio Solimões/Amazonas próximo a Manaus, AM**. Dissertação de Mestrado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Fundação Universidade do Amazonas, Manaus, Amazonas. 84pp. 1984.

ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M.A. **Larval development and reproductive strategies of central Amazon fishes**. Tese (Doutorado), University of Stirling. Argyll, Scotland 154p.1990.

ARAÚJO-LIMA C.A.R.M., Portugal L.P.S. & Ferreira E.G. Fish-macrophyte relationship in the Anavilhanas Archipelago, a black water system in the Central Amazon. **Journal of Fish Biology**. v.29, p. 1–11, 1986.

ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M.; DONALD, E. Número de vértebras de Characiformes do rio Amazonas e seu uso na identificação de larvas do grupo. **Acta Amazonica**. v.18, p. 351-358, 1988.

ARAÚJO-LIMA C. A. R. M.; OLIVEIRA E.C. Transport of larval fish in the Amazon. **Journal of Fish Biology**.v.53, p. 297–306, 1998.

ARAÚJO-LIMA C.A.R.M.; GOULDING M. Os frutos do Tambaqui-ecologia conservação e cultivo da Amazônia. Sociedade Civil Mamirauá, Tefé.1998.

ARAÚJO-LIMA, C.R.M.; GOULDING, M. **So fruitful fish: ecology, conservation, and aquaculture of the Amazon's tambaqui**. New York: Columbia University Press, 157p. 1997.

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



BALDISSEROTTO, B. **Fisiologia de peixes aplicada à piscicultura**. Santa Maria. EDUFMS. 2002.

BARTHEM, R.B.; FABRÉ, N.N. Biologia e diversidade dos recursos pesqueiros da Amazônia, p. 17-62. In: Ruffino, M.L. (coord.). **A pesca e os recursos pesqueiros na Amazônia brasileira**. IBAMA/ Provárzea, Manaus, Brasil, 268 pp. 2004.

BERNARDINO, G.; SENHORINI, J.A.; FONTES, N.A.; BOCK, C.L.; MENDONÇA, J.O.J. **Propagação artificial do matrinchã, *Brycon cephalus* (Guenter, 1869), (Teleostei, Characidae)**. Boletim Técnico CEPTA, Pirassununga, v.6, n. 2, p. 1-9, 1993.

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

BRANDÃO, F.R.; GOMES, L.C.; CHAGAS, E.C.; ARAÚJO, L.D., Densidade de estocagem de juvenis de tambaqui durante recria em tanques-rede. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 39, n. 4, p. 357-362. 2004.

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

CAHU, C.; ZAMBONINO INFANTE, J.; TAKEUCHI, T. Nutritional components affecting skeletal development in fish larvae. **Aquaculture**, v. 227, p. 245-258, 2003.

CAROLSFELD, J.; GODINHO, H.P.; ZANIBONI FILHO, E. *et al.* Cryopreservation of sperm in brazilian migratory fish conservation. **J. Fish Biol.**, v.63, p.472-489, 2003.

CASTAGNOLLI, N. **Aquicultura para o ano 2000**. Brasília: CNPq, 1996. 95p.

CECCARELLI P. S. **Canibalismo em larvas de matrinxã *Brycon cephalus* (Günther, 1869)**. 1997. 92p. Dissertação. (Mestrado no Instituto de Biociências de Botucatu) Universidade Estadual Paulista, Botucatu. 1997.

CECCARELLI. P.S.; VOLPATO, G.L. Efeitos de densidade e proporção de presas consorciadas no crescimento e sobrevivência de larvas de matrinxã (*Brycon cephalus*). **Boletim Técnico do CEPTA** v. 14, p. 1-18, 2001.

CESTAROLLI, M.A.; PORTELLA, M.C.; ROJAS N.E.R. 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**, v.24, p.119-129, 1997.

CHEDID, R. A. **Estudo Morfológico e Histoquímico do tubo digestivo de eleuteroembriões e larvas de *Leporinus obtusidens* (Valenciennes, 1836)**. 2012.66p. Dissertação (Mestrado no Centro de Aquicultura) Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2012.

CONCEIÇÃO, L.E.C.; DERSJANT-LI, Y.; VERRETH, J.A.J. Cost of growth in larval and juvenile e African catfish (*Clarias gariepinus*) in relation to growth rate, foodin take and oxy gen consumption. **Aquaculture**, v.161, p.95-106, 2010.

CORASPE-AMARAL, Marcos Vinícius. **Manejo alimentar na larvicultura de Piabanha-do-Pardo *Brycon* sp.** Dissertação de Mestrado em Zootecnia. 51p. Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri, 2011.

CORNÉLIO, JP. **Isolamento e produção de *Chlorella* sp. (CHLOROPHYCEAE) e *Moina* sp. (CLADOCERA) para utilização na larvicultura de Matrinxã (*Brycon amazonicus*)**. Dissertação de mestrado, Universidade Nilton Lins, Manaus, 2012.

COX-FERNANDES C. Detrended Canonical Correspondence Analysis (DCCA) of eletric fish assemblages in the Amazon. In: **Biology of Tropical Fishes** (Eds A.L. Val & V.M.F. Almeida-Val), pp. 21–39. INPA, Manaus. 1999.

DABROWSKI, K.; PORTELA, M.C. Feeding plasticity and nutritional physiology in tropical fishes, p. 155 - 224. In: A.L. VAL; V.M.F. ALMEIDA-VAL & D.J. RANDALL (Eds). **The Physiology of Tropical Fishes**. San Diego, Academic Press, 634p. 2006.

DILAURO, M.N.; KRISE, W.F. Growth and survival of Lake Sturgeon larvae fed formulated diets. **The Progressive Fish-Culturist**, v.60, p.293-296, 1998.

Domeneghini, C; Di Giancamillo, A; Bosi, G; Arrighi, S. Can nutraceuticals affect the structure of intestinal mucosa? Qualitative and quantitative microanatomy in L-glutamine diet supplemented weaning piglets. **Veterinary Reserch Commun.** v. 30, p.331-342, 2006

EVJEMO, J.O., K.I. REITAN AND Y. OLSEN, Copepods as live food organisms in the larval rearing of halibut larvae (*Hippoglossus hippoglossus* L.) with special emphasis on the nutritional value. **Aquaculture**. v. 227, p.191-210, 2003.

FALK-PETERSEN, I.B., Comparative organ differentiation during early life stages of marine fish. **Fish & Shell fish Immunology**, vol. 19, no. 5, p. 397-412. 2005.

FREITAS, T. **Capacidade digestiva durante a ontogenia de larvas de pacu, *Piaractus mesopotamicus***. Tese de doutorado, Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2015.

FERNANDEZ-DIAZ, C.; YUFERA, M. Detecting growth in gilthead seabream *Sparus aurata* L. larvae fed microcapsules. **Aquaculture**, v. 153, p. 93-102, 1997.

FIM, J.D.I. Intensive **Culture of Matrinxã (*Brycon cephalus*) In Stream Channels: A New Rural Settlement Development Strategy for the Amazon**. Fish Culture Performance in the Tropics, Symposium proceedings, International Congress on the Biology of Fish Tropical Hotel Resort, Manaus Brazil, 2004.

FURCH K. & JUNK W.J. Physicochemical condition sin floodplains. In: The Central Amazon Floodplain. Ecology of a Pulsing System (Ed. W.J. Junk), p. 69-108. Springer, Berlin., 1997.

GANDRA, A. O mercado do pescado da região metropolitana de Manaus. INFOPECA, 2010.

GAWLICKA, A;PARENTA,B;HOMB, H;ROSS,N; OPSTAD,I;TORRISSEN,O. Activity of digestive enzymes in yolk-sac larvae of Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*): indication of readiness for first feeding. **Aquaculture**, v.184, p.303-314, 2000.

GISBERT E. MOAIS s. MOYANO F.J. Feeding and digestion. **In: larval and Fish Aquaculture** pag 73-123, 2013.

GOMES, L.C.; URBINATI, E.C. Espécies nativas para piscicultura no Brasil. Santa Maria, p. 149-174, 2005.

GOMES, L.C.; BALDISSEROTTO, B.; SENHORINI, J.A. Effect of stocking density on water quality, survival, and growth of larvae of the matrinxã, *Brycon cephalus* Characidae, in ponds. **Aquaculture**, v.183, n.1-2, p.73-81, 2000.

GONZÁLEZ, O. R. M.; FLORES, J. C. B.; DOMÍNGUEZ, B. M. P.; VALLE, M. R. G. Descripción histológica del sistema digestivo em larvas de *Chirostoma humboldtianum* em la primera alimentación exógena. **I Congreso Iberoamericano Virtual de Acuicultura**. p. 313-322, 2002.

GOUDING, M.1979. Ecologia da Pesca no Rio Madeira. Manaus, CNPq/INPA, 172p.

GOULDING, M. The Fishes and Forest, Explorations in Amazonian Natural History. University of California Press, Berkeley, USA. 280 p., 1980.

GOVONI, J.J.; BOEHLER, G.W.; WATANABE, Y. The physiology of digestion in fish larvae. **Environmental Biology of Fishes**, v.16, p.59-77, 1986.

HAYASHI, C.; MEURER, F.; BOSCOLO, W.R.; LACERDA, C.H.; KAVATA, L.C. Frequência de Arraçamento para Alevinos de Lambari-do-Rabo-Amarelo (*Astyanax bimaculatus*). **Revista Brasileira de Zootecnia**, v.33, p.21-26, 2004.

HOSHIBA, M.A. **Enriquecimento da alimentação das larvas de matrinxã (*Brycon amazonicus*) com aminoácidos: influência no crescimento inicial e sobrevivência das larvas.** 103p. Dissertação (Mestrado na Universidade Estadual Paulista), Jaboticabal., 2007.

HOWES, G. Review of the genus *Brycon* (Teleostei: Characidae). **Bulletin of the British Museum of Natural History (Zoology)**. v. 43(1), p. 1-47, 1982.

IBGE. Produção da Pecuária Municipal, Rio de Janeiro, v.44, 2016.

IZEL, A.C.U.; PEREIRA-FILHO, M; MELO, L.A. S; MACÊDO, J. L. V. Avaliação de níveis protéicos para a nutrição de juvenis de matrinxã (*Brycon cephalus*). **Acta amazônica**, v.34, n. 2, p.179-184, 2004.

JEGU M. Influência das alterações climáticas do Quaternário sobre a distribuição e evolução dos peixes na Amazônia. **Revista Brasileira de Genética**. v.15, p.234–237,1992.

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

JOMORI, R. K. **Desenvolvimento, sobrevivência e aspectos econômicos da produção de alevinos de pacu, *Piaractus mesopotamicus* (Holemborg, 1887), diretamente em viveiros ou com diferentes períodos de cultivo inicial de larvas em laboratório.** 2001. 69 f. Dissertação (Mestrado) - Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2001.

JOMORI, R.K.; CARNEIRO, D.J.; MARTINS, M.I.E.G. Economic evaluation of *Piaractus mesopotamicus* juvenile production in different rearing systems. **Aquaculture**, v.234, p.175-183, 2005.

JOMORI, R.K.; CARNEIRO, D.J.; MALHEIROS, E.B. et al. Growth and survival of pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg, 1887) juveniles reared in

ponds or at different initial larviculture periods indoors. **Aquaculture**, v.221, p.277-287, 2003.

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

JOMORI, R. K.; PORTELLA, M. C.; LUZ, R. K. Effect of salinity on larval rearing of pacu 1027 *Piaractus mesopotamicus*. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 43, p. 423-432, 2012.

JUNK, W.J. Investigations on the ecology and production-biology of the "floating meadows" (Paspalo-Echinochloetum) on the middle Amazon. Part II. **The aquatic fauna in the root zone of floating vegetation. Amazoniana**, v.4(1), p. 9-102, 1973

JUNK W.J. Áreas inundáveis – Um desafio para a Limnologia. **Acta Amazonica**. v. 10, p. 775–795, 1980.

JUNK W. J. The Central Amazon Flood plain. Ecology of a pulsing sistem. Ecological studies. (JunkEds) Vol. 126, 1992.

KERGUELEN, D. E. A. **Influencia de La primera alimentacion em el desempeño de la larvicultura de Ibocachico**. Trabajo de Grado Universidad de Córdoba Programa de Acuicultura, Monteria. 60 p. ,2001.

KIBRIA, G. Zooplankton: Its bichemistry and significance in aquaculture. **NAGA, The Iclarm Quarterly**, v. 20, n. 2, p. 8-14, 1997.

KNUCKEY, R.M., Semmens, G.L., Mayer, R.J. e Rimmer, M.A. Development of an optimal microalgal diet for the culture of the calanoid copepod *Acartias injiensis*: Effect of algal species and feed concentration on copepods development. **Aquaculture**.v.249, p. 339-351, 2005.

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

KUBITZA, F. Preparo de ração e estratégias de alimentação no cultivo intensivo de peixes carnívoros. In: SIMPÓSIO INTERNACIONAL SOBRE NUTRIÇÃO DE PEIXES E CRUSTÁCEOS, 1995. Campos do Jordão. **Anais...** Campos do Jordão: p. 91-109, 1995.

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

LEITE, R.G. Alimentação e fontes autotróficas de energia utilizadas pelas larvas de peixes do rio Solimões/Amazonas e suas áreas inundáveis. Tese de Doutorado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Amazonas, AM. 118pp. 2000.

LEITE, R.G.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M. Feeding of the *Brycon cephalus*, *Triportheus elongatus* and *Semaprochilodus insignis* (Osteichthyes, Characiformes) larvae in Solimões/Amazonas River and floodplain areas. **Acta Amazonica**, v. 32, p.129-147, 2002.

LEITE, R.G. A alimentação de juvenis de matrinxã, *Brycon amazonicus* (Pisces, Characidae), em áreas inundadas da Ilha de Marchantaria, Amazonas, Brasil. **Acta Amazônica**. v.34, p.661-664, 2004.

LEONARDO, A.F.G.; HOSHIBA, M.A.; SENHORINI, J.A.; URBINATI, E.C. Canibalismo em larvas de matrinxã, *Brycon cephalus*, após imersão dos ovos à diferentes concentrações de triiodotironina (T3). **Boletim do Instituto de Pesca**, v.34, p. 231 – 239, 2008.

LIMA, A.C.; ARAÚJO-LIMA, C.A.R.M. The distributions of larval and juvenile fishes in Amazonian rivers of different nutrient status. **Fresh Water Biology**, v. 49, p.787-800, 2004.

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**, v.30, p. 467-472, 2008.

LOPES R.N.M., SENHORINI J.A.; SOARES M.C.F. Desenvolvimento larval e embrionário do matrinxã *Brycon cephalus* Günther, 1869, (Pisces, Characidae). **Boletim Técnico do CEPTA** v. 8, p. 41-48, 1995.

LOWE-McCONNEL, R.H. Estudos Ecológicos de Comunidades de Peixes tropicais. São Paulo, EDUSP, 584 p., 1999.

LUZ, R.K. **Aspectos da larvicultura do trairão *Hoplias lacerdae*: manejo alimentar, densidade de estocagem e teste de exposição ao ar**. 120p. 2004. Tese (Doutorado) - Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal.

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

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

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

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

MANGETI, J. **Desenvolvimento do trato digestório de larvas de pintado *Pseudoplatystoma corruscans***. Dissertação de Mestrado, Universidade de São Paulo, 94 p., 2006.

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

MEURER, F.; HAYASHI, C.; BARBERO, L. M.; SANTOS, L. D.; BOMBARDELLI, R. A.; COLPINI, L. M. S. Farelo de soja na alimentação de tilápias-do-Nilo durante o período de reversão sexual. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 37, n .5, p. 791-794, 2008.

MOURA, M.M., SENHORINI, J.A. Determinação do tamanho da dieta alimentar para larvas de matrinxã, *Brycon cephalus*. In: Simpósio Brasileiro de Aquicultura, 9, Sete lagoas, MG. *Anais*. Sete Lagoas: Real Impressos. 76 pp. 1996.

NEUMANN, E. **Desenvolvimento inicial de jatuarana *Brycon amazonicus* (Teleostei, Characidae)**. 2008. 125 p. Tese de Doutorado, Centro de Aquicultura da UNESP, Jaboticabal, 2008.

ÖNAL, U.; LANGDON, C. Characterization of two microparticulate types for delivery of food to 1095 altricial fish larvae. **Aquaculture Nutrition**, v. 6, p. 159-170, 2000.

ONAL, U., LANGDON, C., CELIK, I. Ontogeny of the digestive tract of larval percula clownfish, *Amphiprion percula* (Lacépède, 1802): a histological perspective. *Aquaculture Research*.v.39, p.1077-1086,2008.

PARRA, M.A.L. Efeito da triiodotironina (T3) no desenvolvimento embrionário e no desempenho de larvas de pintado (*Pseudoplatystoma corruscans*),

piracanjuba (*Brycon orbignyanus*) e dourado (*Salminus maxillosus*). Tese de Doutorado – Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 135 p., 2003.

PEDREIRA, M.M.; SIPAÚBA-TAVARES, L.H. Effect of prey selection and ration addition on the rearing of piracanjuba larvae, *Brycon orbignyanus*. **Boletim do Laboratório de Hidrobiologia**, v.14-15, p.99-109, 2002.

PEDREIRA, M.M. Comparação entre três sistemas no cultivo de larvas de piracanjuba (*Brycon orbignyanus*). **Revista Ceres**, v.50, p.779-786, 2003.

PEDREIRA, M. M.; SIPAÚBA-TAVARES, L. H. SILVA, R. C. Influência do formato do aquário na sobrevivência e desenvolvimento de larvas de matrinxã *Brycon cephalus* (Osteichthyes, Characidae). **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 35, n. 2, p. 329-333, 2006.

PEDREIRA, M.M.; LUZ, R.K.; SANTOS, J.C.E.; MATTIOLI, C.C.; SILVA, C.L. Larvicultura de matrinxã em tanques de diferentes cores. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 43, p. 1365-1369. 2008.

PEDREIRA, M. M.; LUZ, R. K.; SANTOS, J. C. E.; SAMPAIO, E. V.; SILVA, R. S. F. Biofiltração da água e tipos de substrato na larvicultura do pacamã. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**, v. 44, n. 5, p. 511-518, 2009.

PETREIRE Jr., M. Pesca e esforço de pesca no estado do Amazonas. II – Locais e aparelhos de captura e estatística de desembarque. **Acta Amazonica**, v. 8, p.1-54, 1978.

PICCINETTI, C.C., RICCI, L.A., TOKLE, N. et al. Malnutrition may affect common sole (*Solea solea*) growth, pigmentation and stress response. Molecular, biochemical and histological implications. **Comparative Biochemistry and Physiology**.v.161, p.361–371. 2012.

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.

PORTELLA, M. C. Técnicas de Criação Intensiva de Larvas de Peixes Neotropicais: Situação 1116 Atual e Perspectivas. In: **AquaCiência 2004**, Vitória. Anais do I Congresso da Sociedade 1117 Brasileira de Aquicultura e Biologia Aquática, p. 35, 2004.

PREJS, A. Metodos para el estudio de los alimentos y las relaciones troficas de los peces. Universidad Central de Venezuela y Universidad de Varsovia, Caracas, Venezuela,. 129pp1981.



PIZANGO-PAIMA, E.G.; PEREIRA-FILHO, M.; OLIVEIRA-PEREIRA, M.I. Composição corporal e alimentar do matrinxã *Brycon cephalus*, (GÜNTHER, 1869), na Amazônia Central. **Acta amazônica**, v.31, p. 509-520, 2001.

PRIETO, M; CRUZ, L; MORALES, M. Cultivo experimental del Cladocero *Moina sp* alimentado com *Ankistrodesmus spy Saccharomy cescereviseae*. **Rev. MVZ Córdoba** 11 (1): 705-714. 2006.

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

REID, P. E.; VOLZ, D.; CHO, K. Y.; WEN, D. A. A new method for the histochemical demonstration of O-acyl sugars in human colonic epithelial glycoproteins. **The Histochemical Journal** 20:510-518, 1988.

REIMER, G. The influence of diet on the digestive enzyme of the Amazon fish matrinxã, *Brycon cf. melanopterus*. **Journal of Fish Biology**, 21:637-642. 1982.

ROCHA, B.A. **Desenvolvimento de um novo protocolo alimentar para Linguado, *Soleasen egalensis*, à base de copépodes congelados**. Dissertação de mestrado- Instituto Politécnico de Leiria, 59 p., 2015.

RÖSCH, R.; SEGNER, H. Development of dry food for larvae of *Coregonus lavaretus* L. I. Growth, food ingestion and fat absorption. **Aquaculture**, v.91, p.101-115, 1990.

ROSENLUNS, R.; STOSSJ. TABLOT, C. Co-feeding marine fishes larvae with inert and live diets, **Aquaculture** (155) p.183-101, 1997.

SACCOL-PEREIRA, A.; NUÑER, A.P.O. Utilização de diferentes densidades, dietas e formatos de tanque na larvicultura da piracanjuba *Brycon orbignyanus* Valenciennes, 1849 (Characiformes, Characidae). **Acta Scientiarum: Biological Science**, v. 25, p. 55-61, 2003.

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

SAMPAIO, A.S.S. **Desenvolvimento inicial e comportamento alimentar da matrinxã *Brycon amazonicus* (Gunther, 1869), em laboratório**. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal do Rio Grande, Rio grande, Rio Grande do Sul. 97pp. 2010.

SANTOS-JÚNIOR, S. dos. Influência do tamanho inicial das larvas de Pacu *Piaractus mesopotamicus* (Holmberg), no crescimento e sobrevivência. **Boletim Técnico do CEPTA**, Brasil, 1996 N. 9 p.1-10, 1887.

SANTOS, G.M; FERREIRA, E.J.G. Peixes da bacia amazônica. 345-373. **In: LOWE-MCCONNELL, R.H. Estudos Ecológicos de Comunidades de Peixes Tropicais**. São Paulo, Universidade de São Paulo, 584p. 1999.

SANCHEZ-BOTERO J.I. e ARAUJO-LIMA C.A.R.M. As macrófitas aquáticas como berçário para a ictiofauna da várzea do rio Amazonas. **Acta Amazonica**, 31, p.437– 447, 2001.

SEAMAN Jr. W.; SPRAGUE L.M. Artificial habitats practices in aquatic systems. In: Artificial habitats for marine and freshwater fisheries. **Academic Press**, New York, 285. 1991.

SEDELL J.R., REEVES, G. H., HAUER, F. R., Stanford, J. A. & Hawkins, C. P. Role of refuge in recovery from disturbance modern fragmented and disconnected river systems. **Environmental Management**, 14: 711-724. 1990.

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 dos 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.; GASPAR, L.A.; FRANSOZO, A. Crescimento, sobrevivência e preferência alimentar de larvas de matrinxã (*Brycon cephalus*) e de piracanjuba (*Brycon orbignyanus*) em viveiros. **Boletim Técnico do Cepta**, v. 15, n. único, p. 9-21, 2002.

SILVA, C.M. **Abundância de juvenis do ovo de Characiformes migradores em área de várzeas do Rio Solimões (Amazonas, Brasil)**. Dissertação de mestrado INPA-FUA 54p. 2009.

SILVA, T.B.A. **Plasticidade do desenvolvimento ontogenético dos sistemas muscular e digestório de tambaqui *Colossoma macropomum***. Tese de doutorado- Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 113p. 2016.

SIOLI, H, Hydrochemistry and geology in the Brazilian Amazon region. *Amazoniana*, 1, 267–277. Sombroek W. (2000) Amazon landforms and soils in relation to biological diversity. **Acta Amazonica**, 30, p. 81–100, 1968.

SIOLI, H. The Amazon and its main affluents: hydrograph, morphology of the river courses, and river types. In: Sioli, H. (Ed.) *The Amazon*. W. Junk Publishers. **Dordrecht, Holland**. p.127-16, 1984.

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

SOARES, C. M. Plâncton, *Artemia sp*, dieta artificial e suas combinações no desenvolvimento e sobrevivência de larvas do quinguio (*Carassius auratus*) durante a larvicultura. **Acta Scientiarum**, v.22, n.2, p.383-388, 2000.

TAMAZOUZT, L.; CHATAIN, B.; FONTAINE, P. Tank wall colour and light level affect growth and survival of Eurasian perch larvae (*Perca fluviatilis* L.). **Aquaculture**, v.182, p.85-90, 2000.

TESSER, M. B.; CARNEIRO, D. J.; PORTELLA, M. C. Co-feeding of pacu, *Piaractus mesopotamicus* Holmberg (1887), larvae with *Artemia nauplii* and a microencapsulated 1184 diet. **Journal of Applied Aquaculture**, v. 17, n. 2, 2005.

TESSER, M. B.; PORTELLA, M. C. Estimulantes alimentares para larvas de pacu. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 40, n. 9, p. 1851-1855, 2011.

TWINING, S.S., ALEXANDER, P.A., GLICK, D.M. (1983). **A pepsinogen from rainbow trout. Comparative Biochemistry and Physiology (Part B)**, 75 (1), p. 109-112, 1983.

VAL, A. L.; HONCZARYK, A. Criando peixes na Amazônia. Ed.19. Manaus, **INPA**, 150 p., 1995.

VALENTI, W.C. Aquicultura no Brasil; bases para um desenvolvimento sustentável. Brasília: **CNPq/Ministério da Ciência e Tecnologia**, 399 p., 2000.

VANDERWALLE, P.; GERMEAU, G.; BESANCENET, P.; PARMENTIER, E.; BARAS, E. Early development of the head skeleton in *Brycon moorei* (Pisces, Ostariophysi, Characidae). **Journal of Fish Biology**, v. 66, p. 996-1024. 2005

VILLACORTA-CORREA, M.A. **Crescimento do matrinxã, *Brycon cephalus* (Günther, 1869) (Teleostei, Characidae) no baixo rio Negro, seus afluentes, e no baixo rio Solimões**. Dissertação de mestrado. Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Fundação Universidade do Amazonas. Manaus, AM. 123p. 1987.

VOLPATO, G. L. Coloração ambiental como facilitador da reprodução e redutor de canibalismo em matrinxã. **Revista FAPESP**, São Paulo, p. 42-45, 2000.

VLADIMIROV, V. I. **Critical period in development of fishes**. Kiev Institute of Hydrobiology, Ukraine Academy of Sciences, p. 851-868, 1974.

YAMAMOTO, K.C. **Efeitos do aumento da complexidade ambiental induzida por atratores artificiais sobre as assembleias de peixes em lagos de água preta do parque nacional de Anavilhanas, Rio Negro (Amazonas – Brasil)**. Tese de doutorado- UFAM, Manaus, 117p. 2011.

YÚFERA M, DARÍAS MJ. Changes in the gastrointestinal pH from larvae to adult in Senegal sole (*Solea senegalensis*). **Aquaculture** 267: 94-99, 2007.

ZANIBONI-FILHO, E. **Biologia da reprodução do matrinxã, *Brycon cephalus* (Günter, 1869) (Teleostei: Characidae)**. Dissertação (Mestrado). Instituto Nacional de Pesquisa da Amazônia, Universidade Federal da Amazônia, Manaus, Amazonas, Brasil. 1985.

ZANIBONI FILHO, E.; REYNALTE-TATAJE, D.; WEINGARTNER, M. Potencialidad del género *Brycon* em la piscicultura brasileña. **Revista Colombiana de Ciências Pecuárias** v. 19, n.2, 2006.