

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DO OESTE DO PARANÁ
CAMPUS MARECHAL CÂNDIDO RONDON
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO MESTRADO EM ZOOTECNIA**

ANELISE CARRADORE LUTZ

**DESENVOLVIMENTO INICIAL DE *Rhamdia branneri*, HASEMAN, 1911
(SILURIFORMES: HEPTAPTERIDAE), DA BACIA DO RIO IGUAÇU.**

Marechal Cândido Rondon

2013

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO OESTE DO PARANÁ
CAMPUS MARECHAL CÂNDIDO RONDON
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO MESTRADO EM ZOOTECNIA

ANELISE CARRADORE LUTZ

**DESENVOLVIMENTO INICIAL DE *Rhamdia branneri*, HASEMAN, 1911
(SILURIFORMES: HEPTAPTERIDAE), DA BACIA DO RIO IGUAÇU.**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Zootecnia da Universidade Estadual do Oeste do Paraná, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Zootecnia, área de concentração em Produção e Nutrição Animal.

Orientador: Prof. Dr. Gilmar Baumgartner.

Marechal Cândido Rondon

2013

UNIVERSIDADE ESTADUAL DO OESTE DO PARANÁ
CAMPUS MARECHAL CÂNDIDO RONDON
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO MESTRADO EM ZOOTECNIA

ANELISE CARRADORE LUTZ

**DESENVOLVIMENTO INICIAL DE *Rhamdia branneri*, HASEMAN, 1911
(SILURIFORMES: HEPTAPTERIDAE), DA BACIA DO RIO IGUAÇU.**

Dissertação apresentada como ao programa de pós-graduação *Stricto Sensu* em Zootecnia – nível Mestrado, da Universidade Estadual do Oeste do Paraná, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Zootecnia, área de concentração em Produção e Nutrição Animal.

Marechal Cândido Rondon, ___ de _____ de 2013.

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Gilmar Baumgartner (Presidente)
Universidade Estadual do Oeste do Paraná

Prof. Dr. Desses Aparecida de Oliveira Sereia
Universidade Tecnológica Federal do Paraná

Prof. Dr. Paulo Vanderlei Sanches
Universidade Estadual do Oeste do Paraná

DEDICATÓRIA

Dedico esta minha conquista,

A Deus, por ter me dado forças em todas as dificuldades e ter iluminado meu caminho.

Ao meu esposo Rodrigo, pelo carinho, paciência e apoio em todos os momentos difíceis;

Ao meu filho Kaio, razão especial de todas as minhas batalhas;

Aos meus pais, Ademar e Terezinha, pelo amor, e por sempre terem valorizado os estudos;

À minha irmã Rosane, companheira fiel nos estudos.

AGRADECIMENTOS

Ao Prof. Dr. Gilmar Baumgartner, meu orientador, por ter me proporcionado este imenso aprendizado, por ter sido paciente e prestativo. Muito obrigada!

À Universidade Estadual do Oeste do Paraná, e ao programa de pós-graduação em Zootecnia pela oportunidade concedida.

Ao grupo de pesquisa em Recursos Pesqueiros e Limnologia – Gerpel, pelo suporte e auxílio na realização deste estudo.

À minha amiga Prof. Dra. Diesse Aparecida de Oliveira Sereia, pela atenção, companhia e por toda ajuda prestada durante as análises.

À Luciani de Oliveira e Kássia pela ajuda no laboratório durante as análises.

Ao grupo de pesquisas em Limnologia, Ictiologia e Aquicultura – Nupélia, e a Prof. Dra. Andréa Bialetzki, um exemplo de dedicação, que me ajudou muito a fazer os desenhos.

À todos os professores das disciplinas que cursei, pois me ensinaram muito nesta etapa da minha vida.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1: Exemplar adulto de <i>Rhamdia branneri</i>	11
Figura 2: Desenho esquemático utilizado para caracterização morfométrica dos ovos	13
Figura 3: Desenho esquemático utilizado para caracterização merística e morfométrica das larvas	14
Figura 4: Estágios do desenvolvimento embrionário	16
Figura 5: Desenvolvimento inicial de <i>Rhamdia branneri</i>	19
Figura 6: Relações corporais de larvas de <i>Rhamdia branneri</i>	21
Figura 7: Relações corporais das distâncias das nadadeiras de larvas de <i>Rhamdia branneri</i> ..	22
Quadro 1: Dados morfométricos e merísticos	20

SUMÁRIO

RESUMO	7
ABSTRACT	8
1. INTRODUÇÃO.....	9
2. MATERIAL E MÉTODOS.....	11
3. RESULTADOS	15
3.1 Período Embrionário	15
3.2 Período Larval	16
3.2.1 Estágio larval-vitelino.....	16
3.2.2 Estágio de pré-flexão	17
3.2.3 Estágio de flexão	18
3.2.4 Estágio de pós-flexão.....	18
3.3 Período Juvenil	18
3.4. Relações Corporais	21
4. DISCUSSÃO	22
5. REFERÊNCIAS	25

RESUMO

O jundiá (*Rhamdia branneri*) é um peixe nativo endêmico do rio Iguaçu que tem potencial para cultivo devido às suas características zootécnicas, devido a isto o presente trabalho tem como objetivo descrever seu desenvolvimento inicial, com vistas ao aproveitamento comercial e manejo para a conservação da espécie. O estudo foi realizado na Estação Experimental de Estudos Ictiológicos, na Usina de Ney Braga, reservatório de Segredo, no período entre janeiro e fevereiro de 2012. Foram realizadas desovas, coletados e analisados 438 ovos, 394 indivíduos no estágio larval-vitelino, 35 em pré-flexão, 15 em flexão, 13 em pós-flexão e 1 juvenil. Os ovos são amarelos, não adesivos e esféricos, apresentam membrana dupla, diâmetro médio de 1,13 mm, o espaço perivitelino tem tamanho médio de 0,21 mm, durante este período, observaram-se quatro etapas: clivagem inicial, embrião inicial, cauda livre e embrião final. As larvas eclodem após 26:00 horas, à uma temperatura de 23,3°C, com comprimento padrão médio de 2,60 mm, são pouco pigmentadas e possuem um saco vitelino grande, sendo pouco desenvolvidas. A completa absorção do saco vitelino ocorre com 5,52 mm e a alimentação exógena iniciou com 39:00 horas, sendo possível observar a presença do alimento no trato digestório. Pode-se concluir que às características de ovos, desenvolvimento embrionário e larval são essenciais para uma melhor compreensão da biologia do *R. branneri*. Além disso, os dados obtidos constituem uma base de informações para a criação intensiva da espécie, sendo que é considerada de interesse comercial e com alto potencial para a piscicultura.

Palavras-chave: desenvolvimento embrionário; desenvolvimento larval; jundiá; embriologia; ovos.

ABSTRACT

Early development of *Rhamdia branneri*, Haseman, 1911 (Siluriformes: Heptapteridae), river basin Iguaçú

The catfish (*Rhamdia branneri*) is a native fish endemic to the Iguaçú River that has potential to grow due to their husbandry characteristics, due to this the present work aims to describe its initial development, with a view to commercial exploitation and management for conservation species. The study was conducted at the Experimental Station of Ichthyological Studies in Plant Ney Braga, reservoir Segredo, between January and February 2012. Spawning was conducted, collected and analyzed 438 eggs, 394 individuals in the larval stage-yolk, 35 in pre-flexion, flexion 15 in, 13 in post-flexion and 1 juvenile. The eggs are yellow, non-adhesive and spherical, have a double membrane, diameter 1.13 mm, the perivitelline space has an average size of 0.21 mm during this period, there were four steps: initial cleavage, early embryo, and embryo free tail end. The larvae hatch after 26:00 hours at a temperature of 23.3 ° C, with mean standard length of 2.60 mm, are slightly pigmented and have a large yolk sac, being poorly developed. The complete absorption of the yolk sac occurs with 5.52 mm and exogenous feeding began with 39:00 hours, and can observe the presence of food in the digestive tract. It can be concluded that the characteristics of eggs, embryonic and larval development are essential for an understanding of the biology of *R. branneri*. Furthermore, the data constitute an information base for intensive species, and is considered of commercial interest and high potential for fish farming.

Keywords: embryonic and larval development; catfish; embryology; eggs. ☒

1 INTRODUÇÃO

A pesca e a aquicultura conjuntamente forneceram em 2008, cerca de 142 milhões de toneladas de peixes, sendo que 115 milhões de toneladas foram usados como alimento humano (FAO, 2010). O Brasil, detentor de 13% das reservas de água doce do mundo, possui um enorme potencial para o desenvolvimento da aquicultura, principalmente, por que a maior diversidade de peixes de água doce encontra-se no país (Resende, 2006), sendo, portanto, um dos poucos países que tem condições de ampliar sua produção para suprir a demanda.

Atualmente, os peixes mais cultivados no Brasil são as espécies exóticas, em 2010 a tilápia e a carpa foram as espécies mais cultivadas, as quais somadas representaram 63,4% da produção nacional, a produção de tambaqui, tambacu e pacu juntas representaram 24,6%, sendo o restante representado pelos demais peixes nativos (Ministério da Pesca e Aquicultura, 2010). Considerando que a legislação brasileira limita a criação de espécies exóticas nos diferentes corpos de água, exceto quando a espécie já esteja comprovadamente estabelecida em uma bacia hidrográfica (Portaria do Ibama nº145/N, de 29 de outubro de 1998), e levando em consideração a enorme lâmina aquática que se enquadra nessa situação, é essencial que se desenvolva a cadeia produtiva com peixes nativos.

O jundiá (*Rhamdia branneri*) que é um peixe nativo endêmico do rio Iguaçu (Baumgartner, *et al.*, 2012), tem potencial para cultivo devido às suas características zootécnicas, como qualidade da carne, poucos espinhos, alto rendimento de carcaça, e seu cultivo apresenta um custo relativamente baixo (Ferreira, *et al.*, 2001). Esta espécie pertence à ordem Siluriformes e Família Heptapteridae (Baumgartner, *et al.*, 2012). Os peixes desta ordem são caracterizados pelo corpo sem escamas, revestido por pele nua ou placas ósseas, e por apresentarem barbilhões ao redor da boca, normalmente em três pares (Nakatani, *et al.*, 2001). Na família Heptapteridae a maioria dos representantes tem tamanho pequeno, não ultrapassando 20 cm, ocorrem em águas frias, com moderada a rápida circulação de água, não possuem cuidado parental e tem hábitos alimentares variados, sendo onívoros ou carnívoros (Bockmann & Guazzeli, 2003). *R. branneri* apresenta corpo e nadadeiras cinzas, mais claro na região ventral, o corpo é alongado, arredondado próximo a cabeça, comprimido na região da base da nadadeira adiposa, cabeça deprimida, adiposa longa e boca terminal (Baumgartner, *et al.*, 2012).

O conhecimento da biologia da maioria das espécies de peixes da região neotropical ainda é incipiente, principalmente em relação às fases iniciais de desenvolvimento destes animais (Feiden & Boscolo, 2010), sendo que estudos detalhados sobre a ecologia de larvas

de peixes não podem ser realizados sem conhecimento prévio de sua identificação (Bialetzki, *et al.*, 2008), e os monitoramentos de estoques e incorporação de novas espécies ao sistema de cultivo, também tem na falta de conhecimento das fases iniciais de desenvolvimento a maior restrição ao sucesso (Nakatani, *et al.*, 2001). Para esta espécie os estudos sobre o desenvolvimento ontogenético estão restritos ao trabalho de Nakatani, *et al.* (2001), onde foi apresentada resumidamente a descrição de larvas e juvenis.

Poucos pesquisadores têm se dedicado a estudar os aspectos ontogenéticos dos peixes nativos no Brasil. Para a bacia do rio Paraná, podem ser citados alguns exemplos: Nakatani, *et al.* (1997) caracterizaram o desenvolvimento larval de *Plagioscion squamosissimus*, Bialetzki, *et al.* (1998) estudaram a morfologia e distribuição temporal de larvas e juvenis de *Apareiodon affinis*, Nakatani, *et al.* (1998) caracterizaram o desenvolvimento de *Hypophthalmus edentatus*; Sanches, *et al.* (1999) descreveram morfológica e morfometricamente os estágios de desenvolvimento de *Parauchenipterus galeatus*; Nakatani, *et al.* (2001) descreveram um manual de identificação de ovos e larvas de peixes de água doce; Galuch, *et al.* (2003) descreveram o desenvolvimento inicial e distribuição temporal de larvas e juvenis de *Bryconamericus stramineus*; Bialetzki, *et al.* (2008) descreveram o desenvolvimento inicial de *Hoplias aff. malabaricus*, e Taguti, *et al.* (2009) evidenciaram o desenvolvimento inicial de *Pyrrhulina australis*.

Para a bacia do Rio Iguaçu, que é afluente do rio Paraná, e vem sendo aproveitada para a geração de energia elétrica desde 1970, por meio da criação de uma sequência de reservatórios artificiais (Merenda, 2004), onde a ictiofauna é caracterizada pelo pequeno número de espécies, ausência de várias famílias comuns na Bacia do Rio Paraná e pelo elevado grau de endemismo, pouco se conhece, sendo apenas encontrados na literatura os trabalhos de Sereia (2010) sobre o desenvolvimento de *Steindachneridion melanodermatum*; Almeida (2010) sobre o rendimento de carcaça de *Pimelodus britskii* e Baumgartner, *et al.* (2012) que fizeram um levantamento e descrição dos peixes do baixo rio Iguaçu.

Tendo em vista o potencial para cultivo, o presente trabalho tem como objetivo descrever o desenvolvimento inicial de *Rhamdia branneri* (Hasemann, 1911), da bacia do rio Iguaçu, com vistas ao aproveitamento comercial e manejo para a conservação da espécie. Especificamente pretende-se: a) descrever o desenvolvimento embrionário e as características dos ovos; b) caracterizar os estágios de desenvolvimento larval, baseadas em dados morfométricos e merístico, e c) estabelecer as relações corporais.

2 MATERIAL E MÉTODOS

O estudo foi realizado na Estação Experimental de Estudos Ictiológicos, na Usina de Ney Braga, reservatório de Segredo, localizada na cidade de Reserva do Iguaçu, Paraná, no período entre janeiro e fevereiro de 2012, as análises foram realizadas no laboratório de Zoologia da Universidade Estadual do Oeste do Paraná, campus Cascavel.

Para a realização das desovas foram utilizadas cinco fêmeas com peso médio de $659,6 \pm 81,12\text{g}$ e cinco machos com peso médio de $631,8 \pm 141,56\text{g}$ de *R. branneri* (Figura 1). Os reprodutores estavam estocados em viveiros escavados, sendo selecionados e aclimatados por 48 horas, separando-se os machos das fêmeas. Depois de aclimatados, os reprodutores foram induzidos artificialmente, com extrato hipofisário de carpa (EHC), segundo a metodologia descrita por Woynarovich & Horváth (1983), sendo que para isso, os reprodutores foram previamente sedados com benzocaína (75mg/L). Foi aplicado nas fêmeas a primeira dose de EHC, na concentração de 0,5 mg/kg e a segunda dose, à uma concentração 5,0 mg/kg 12 horas depois da primeira. Os machos receberam uma dose única de 0,3 mg/kg.



Figura 1: Exemplar adulto de *Rhamdia branneri*. Fonte: Baumgartner, *et al.* (2012).

Após 12 horas da aplicação da última dose, os machos e fêmeas foram retirados dos tanques com auxílio de puça e rapidamente colocados sobre uma bancada para extrusão. Os gametas (ovócitos e espermatozóides) foram coletados a seco, sob leve pressão abdominal no sentido céfalo-caudal. Para que não houvesse contaminação, os primeiros ovócitos e a primeira gota de sêmen foram descartados. Os ovócitos foram acondicionados em bacias plásticas e em seguida receberam o sêmen, sendo, então, suavemente homogeneizados para a fertilização. Após a fertilização artificial, os ovos foram lavados repetidamente com a mesma água utilizada anteriormente e também utilizada para a incubação artificial, de modo a garantir a completa hidratação dos mesmos. Posteriormente, os ovos foram colocados em incubadoras cilindro-cônicas, com renovação e aeração constante de água.

O número total de ovócitos liberados na desova foi estimado pela contagem do número de ovos hidratados presentes em cinco amostras de 1,0 mL de ovos hidratados e extrapolado para o volume total de ovos hidratados (Bombardelli, *et al.*, 2006).

A coleta de ovos para análise iniciou imediatamente após a hidratação, sendo que nas primeiras 4 horas foram coletados em intervalos de 15 minutos, e depois em intervalos de 30 minutos até a completa eclosão das larvas. As larvas foram coletadas a cada duas horas desde a eclosão. O material coletado (ovos e larvas) foi fixado em formol 4%, tamponado com carbonato de cálcio e armazenado em frascos de acrílico imediatamente etiquetados, observando-se a data e horário (Nakatani, *et al.*, 2001), sendo que foram estocados em local abrigado da luz.

Foi mensurado o período de tempo em termos de unidades térmicas acumuladas (horas-grau), após a fertilização artificial, necessário para iniciar a eclosão das larvas, sendo que nesse momento foi mensurado o comprimento padrão das larvas (Nakatani, *et al.*, 2001). O tempo necessário para a eclosão e abertura da boca foi registrado em horas-grau, considerando-se o período entre a fertilização e a eclosão das larvas e o período entre a fertilização e a abertura da boca, respectivamente (Ferreira, *et al.*, 2001).

Para estimativa do tempo de eclosão, as amostras de ovos foram observadas em microscópio óptico e estereomicroscópio, sendo a hora da eclosão registrada quando pelo menos 95% de larvas haviam eclodido. Para estimativa do tempo para abertura da boca, as larvas foram examinadas ao microscópio óptico.

Os ovos são caracterizados nos seguintes estágios de desenvolvimento, segundo metodologia descrita por Nakatani, *et al.* 2001:

- Clivagem inicial: estágio em que ocorre a formação das primeiras células;
- Embrião inicial: estágio em que ocorre a diferenciação do embrião;
- Cauda livre: estágio em que a cauda se desprende do vitelo;
- Embrião final: estágio em que o embrião se encontra completamente formado e pronto para a eclosão.

Para a descrição das características morfométricas e merísticas dos estágios de desenvolvimento embrionário e dos estágios larvais foram adotados os critérios de Nakatani, *et al.* (2001). As variáveis morfométricas e contagem dos caracteres merísticos para a descrição dos períodos de desenvolvimento foram realizadas com o auxílio de ocular micrométrica acoplada ao estereomicroscópio. A descrição de cada estágio se baseou no grau de flexão da notocorda e nos principais eventos morfológicos ocorridos, sendo:

- Larval vitelino: estágio de desenvolvimento compreendido entre a eclosão e o início da alimentação exógena (olho completo ou parcialmente pigmentado, abertura do ânus e da boca);

- Pré-flexão: estágio de desenvolvimento que se estende desde o início da alimentação exógena até o início da flexão da notocorda com o aparecimento dos elementos de suporte a nadadeira caudal;

- Flexão: estágio de desenvolvimento que se caracteriza pelo início da flexão da notocorda, com o aparecimento dos elementos de suporte da nadadeira caudal, até a completa flexão da mesma, aparecimento do botão da nadadeira pélvica e início da segmentação dos raios da nadadeira dorsal e anal;

- Pós-flexão: estágio de desenvolvimento que se caracteriza pela completa flexão da notocorda, aparecimento do botão da nadadeira pélvica e início de segmentação dos raios das nadadeiras dorsal e anal até a completa formação dos raios da nadadeira peitoral, absorção da nadadeira embrionária e o aparecimento de escamas.

A caracterização morfométrica dos ovos foi obtida através da análise do diâmetro do ovo (DO), espaço perivitelino (EP) e diâmetro do vitelo (DV), conforme sua participação no volume total do ovo (Nakatani, *et al.*, 2001) (figura 2):

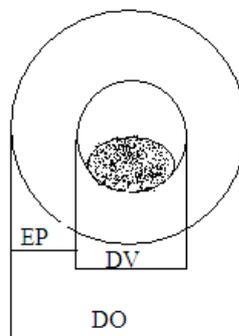


Figura 2: Desenho esquemático utilizado para caracterização morfométrica dos ovos (DO – Diâmetro do ovo; EP – Espaço perivitelino; DV – Diâmetro do vitelo).

Fonte: Autor.

O tamanho do espaço perivitelino pode ser categorizado conforme sua participação no volume total do ovo. Assim, pode ser classificado, segundo Nakatani, *et al.* (2001), em:

- restrito (0 -9,9%);
- moderado (10 -19,9%);
- amplo (20 – 29,9%);
- muito amplo ($\geq 30\%$).

Para a caracterização morfométrica das larvas foram utilizadas as seguintes variáveis expressas em milímetros (Ahlstrom & Moser, 1976 e Nakatani, *et al.*, 2001): comprimento total (CT), comprimento padrão (CP), comprimento do focinho (CF), diâmetro do olho (DOL), comprimento da cabeça (CC), altura da cabeça (AC), altura do corpo (ACO) e distâncias pré-peitoral (FNP), pré-pélvica (FNL), pré-dorsal (FND) e pré-anal (FNA). Para a caracterização merística foi contado, quando possível, o número de miômeros totais, pré e pós-anal e o número de raios das nadadeiras peitoral, pélvica, dorsal e anal (figura 3):

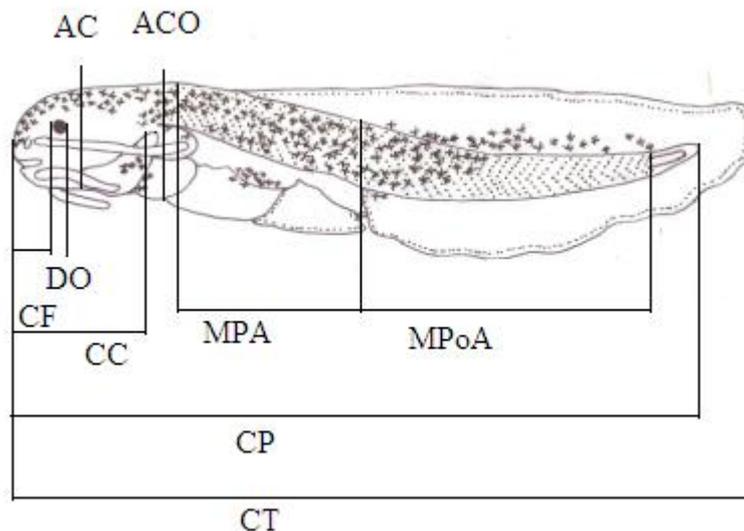


Figura 3: Desenho esquemático utilizado para caracterização merística e morfométrica das larvas (CT – Comprimento total; CP – Comprimento padrão; CF – Comprimento do focinho; DO – Diâmetro do olho; CC – Comprimento da cabeça; AC – Altura da cabeça; ACO – Altura do corpo; MPA – Miômeros pré-anal; MPoA – Miômeros pós-anal).

Fonte: Autor.

Os ovos e larvas em estágio até o estágio de pré-flexão foram coletados a partir das desovas realizadas, as larvas nos estágios de flexão, pós-flexão e juvenil foram obtidos da coleção do Museu do Nupélia, na Universidade Estadual de Maringá (UEM).

Para a análise das relações corporais, as variáveis morfométricas foram relacionadas com o comprimento padrão e da cabeça, ao longo do desenvolvimento, utilizando-se os critérios sugeridos por Leis & Trnski (1989) e Nakatani, *et al.* (2001), sendo:

- a) Altura do Corpo (ACO) em função do comprimento padrão (CP):
 - corpo muito longo (ACO < 10% do CP);
 - corpo longo (ACO entre 10,01 e 20% do CP);
 - corpo moderado (ACO entre 20,01 e 40% do CP);
 - corpo alto (ACO entre 40,01 e 70% do CP);

- corpo muito alto ($ACO \geq 70,01\%$ do CP).

b) Comprimento da cabeça (CC) em função do comprimento padrão (CP):

- cabeça pequena ($CC < 25\%$ do CP);

- cabeça moderada (CC entre 20,01 e 33% CP);

- cabeça grande ($CC \geq 33,01\%$ do CP).

c) Diâmetro do olho (DO) em função do comprimento da cabeça (CC):

- olho pequeno ($DO < 25\%$ do CC);

- olho moderado (DO entre 25,01 e 33% do CC);

- olho grande ($DO \geq 33,01\%$ CC).

3 RESULTADOS

3.1 PERÍODO EMBRIONÁRIO

O volume total de ovos hidratados foi de 4220 ml, contando uma média de 98,4 ovos por ml, resultando num total de aproximadamente 415248 ovos.

Do período embrionário foram analisados 438 ovos, sendo que o desenvolvimento embrionário de *R. branneri* (desde a fecundação até a eclosão das larvas) durou 606 horas-grau (26:00 horas à $\pm 23,3^\circ\text{C}$). Os ovos são amarelos, não adesivos e esféricos, apresentam membrana dupla, diâmetro médio de 1,13 mm, o espaço perivitelino tem tamanho médio de 0,21 mm, sendo considerado moderado (18%) e diâmetro médio do vitelo de 0,92 mm (Quadro 1). Durante este período, observaram-se quatro etapas: clivagem inicial, embrião inicial, cauda livre e embrião final.

A clivagem inicial durou em média 184 horas-grau (7:00 horas). Com 6 horas-grau observa-se a distinção entre o pólo animal (blastodisco) e vegetal, sendo possível observar as sucessivas divisões celulares, formando 2, 4, 8, 16 e 32 células (Figura 2a), no decorrer desta fase ocorreu a visualização da segunda membrana.

Com 190 horas-grau inicia a visualização do embrião inicial (7:15 horas) e com 240 horas-grau foi possível observar a formação da cabeça e da cauda (Figura 2b), sendo possível visualizar a vesícula ótica e a segunda membrana tornou-se bem evidente.

A partir de 396 horas-grau (16:15 horas) começou-se a observar o desprendimento da cauda (cauda livre), sendo que 30 minutos após, esta já se apresentava totalmente livre do vitelo (407 horas-grau), quando se observou nitidamente a presença dos somitos, da notocorda e de alguns miômeros. Neste momento, é possível visualizar melanóforos no vitelo e o olho é muito pouco pigmentado (Figura 2c).

Com 419 horas-grau (17:15 horas) foi possível observar o embrião em fase final, quando os olhos encontram-se pouco pigmentados, sendo de difícil visualização (Figura 2d). Nesta fase ocorrem contrações musculares vigorosas que promovem a ruptura do córion e a liberação da larva, sendo que as primeiras eclosões ocorreram após 442 horas-grau (18:15 horas), os ovos apresentavam um diâmetro médio de 1,60 mm, diâmetro médio do vitelo de 1,10 mm, totalizando um crescimento de 0,62 mm de diâmetro dos ovos.

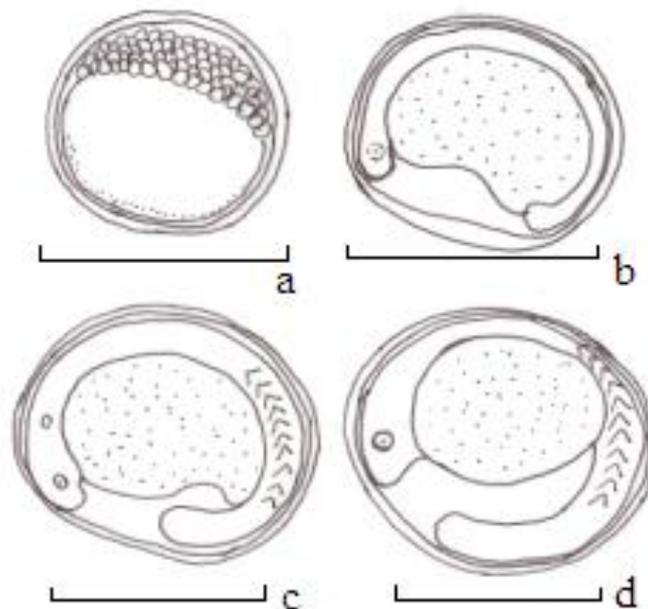


Figura 4: Estágios do desenvolvimento embrionário de *Rhamdia branneri*, (a) clivagem inicial, (b) embrião inicial, (c) desprendimento da cauda, e (d) embrião final.

3.2 PERÍODO LARVAL

No presente estudo foram analisados 394 indivíduos no estágio larval-vitelino, 35 em pré-flexão, 15 em flexão, 13 em pós-flexão e 1 juvenil, sendo que a descrição de cada estágio é apresentada a seguir.

3.2.1 Estágio Larval-Vitelínico

As larvas eclodem após 606 horas-grau (26:00 horas), com comprimento padrão médio de 2,60 mm, são pouco pigmentadas e possuem um saco vitelino grande, sendo pouco desenvolvidas. Na fase larval vitelino as larvas apresentam comprimento padrão (CP) variando de 2,60 a 4,50 mm (média de $3,70 \pm 0,51$ mm), corpo alongado e transparente (Figura 3a). A boca abre durante esse estágio, o saco vitelino é grande e ventral com uma forma oval e apresenta cromatóforos dendríticos na sua porção inferior, sendo que a pigmentação nesta fase está restrita ao saco vitelino. Os barbilhões e o botão da nadadeira peitoral começam a surgir logo após a eclosão, e a nadadeira embrionária (“finfold”) é mediana e contorna a região caudal do corpo, sendo pespontada (toda recortada), característica presente nas larvas da família heptapteridae. A notocorda é visível e o número total de miômeros nesta fase é difícil visualizar (Quadro 1).

O olho no início não apresenta pigmentação, porém ainda neste estágio torna-se pigmentado, é considerado pequeno (13% em comparação com o comprimento da cabeça), o diâmetro varia de 0,01 a 0,13 mm (média de $0,06 \pm 0,06$ mm). Inicialmente a boca é inferior, passando para subterminal com 800 horas-grau (34:00 horas). A partir de 3,27 mm (CP), pode-se observar o início da formação do intestino, que ocupa a porção mediana do corpo, sendo que se abre no decorrer desta fase.

3.2.2 Estágio de Pré-flexão

Larvas neste estágio apresentam o comprimento padrão variando de 4,15 a 5,60 mm (média $4,57 \pm 0,29$ mm), inicialmente não se observa pigmentação, porém até o final deste estágio os cromatóforos dendríticos estão presentes na cabeça e ao longo do corpo, sendo que a região ventral do corpo não é pigmentada (Figura 3b). A completa absorção do saco vitelino ocorre com 5,52 mm e a alimentação exógena iniciou com 914 horas-grau (39:00 horas), sendo possível observar a presença do alimento no trato digestório. Pode-se visualizar a bexiga natatória, acima do trato digestório e o primeiro par de barbilhões, o maxilar, surge com 5,13 mm de CP (891 horas-graus), depois, é possível observar os dois pares de barbilhões mentonianos e o opérculo em formação. A notocorda é visível por transparência, sendo que ainda não se encontra flexionada e o número total de miômeros varia de 44 a 46, sendo 18 a 19 pré-anal e 26 a 27 pós-anal (Quadro 1). A “finfold” permanece sem alterações consideráveis.

3.2.3 Estágio de Flexão

Neste estágio o comprimento padrão varia de 6,0 a 8,6 mm (média $7,56 \pm 0,80$ mm), a pigmentação está localizada na cabeça e ao longo do corpo, seguindo o mesmo padrão da fase anterior, sendo que a membrana embrionária é pouco pigmentada (Figura 3c). Nesta fase surgem os primeiros raios da nadadeira caudal, sendo que não estão segmentados. Os ossos hipurais são visíveis e a notocorda encontra-se flexionada. O opérculo encontra-se formado, os barbilhões maxilares atingem um comprimento passando o botão da nadadeira peitoral e os mentonianos são menores. Aparece a coloração avermelhada do sangue. O número total de miômeros varia entre 42 e 45 (17 a 19 pré-anal e 25 a 26 pós-anal) (quadro 1).

3.2.4 Estágio de Pós-flexão

As larvas neste estágio apresentam comprimento padrão variando entre 8,75 e 18,60 mm (média $13,06 \pm 3,18$ mm) (Figura 3d), a visualização dos órgãos é difícil devido à intensificação da pigmentação, que agora abrange também a membrana embrionária e aumenta em quantidade por todo o corpo, sendo formada por cromatóforos dendríticos. Ao longo das nadadeiras, entre os raios, é possível visualizar cromatóforos puntiformes. O botão da nadadeira pélvica é visível, porém sem a presença de raios. O olho torna-se completamente pigmentado e a membrana embrionária está completamente absorvida até o final desta fase. A sequência do desenvolvimento das nadadeiras, em relação ao aparecimento dos primeiros raios é caudal (C), dorsal (D), anal (A), peitoral (P) e pélvica (V), sendo que todos os raios encontram-se segmentados. O número total de miômeros varia de 44 a 45 (18 a 19 pré-anal e 26 a 27 pós-anal) (Quadro 1).

3.3 Período Juvenil

O comprimento padrão no início desta fase é de 18,60 mm, a pigmentação segue o padrão do estágio de pós-flexão, porém se intensifica. Apresenta forma do corpo semelhante à de um adulto (Figura 3e), com a completa formação das nadadeiras, sendo que o número total de raios das nadadeiras é: peitoral (P) 7, pélvica (V) 7, dorsal (D) 8 e anal (A) 13. A nadadeira adiposa é longa e pigmentada. O olho é pequeno, as narinas são duplas e a boca é subterminal.

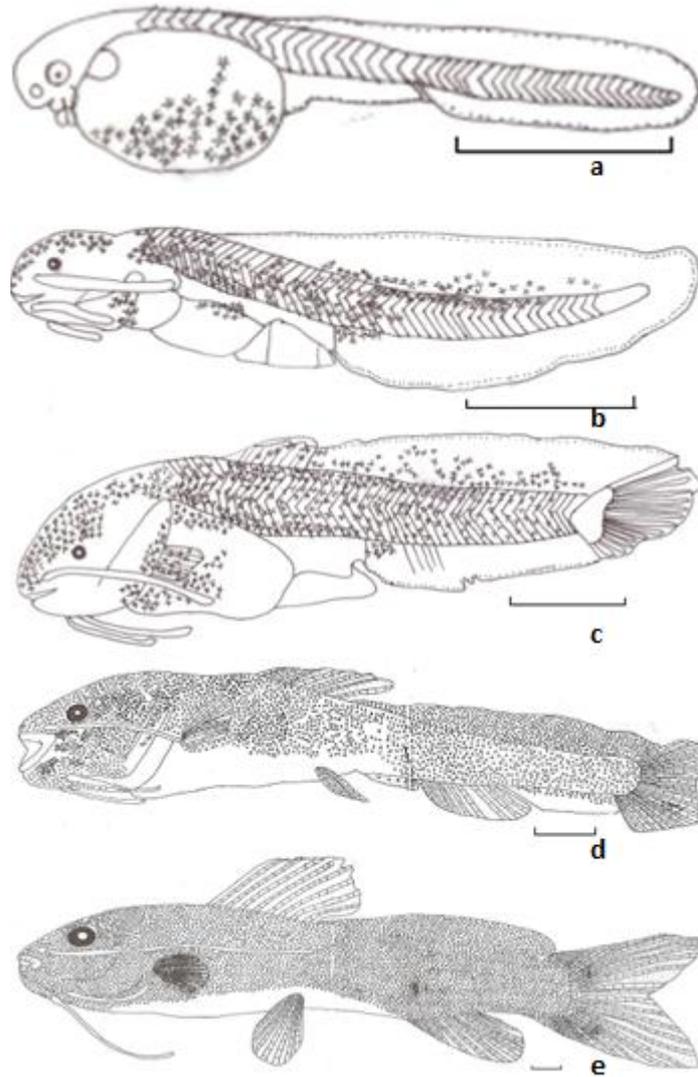


Figura 5: Desenvolvimento inicial de *Rhamdia branneri*. a) estágio larval-vitelínico (3,50 mm), b) estágio de pré-flexão (5,13 mm), c) estágio de flexão (8,30 mm), d)estágio de pós-flexão (18,15 mm), e e) Período juvenil (25,01 mm) (Escala = 1 mm).

Quadro 1: Dados morfométricos e merísticos do desenvolvimento inicial de *Rhamdia branneri*, do rio Iguçu, Brasil.

Estágios	Larval Vitelino		Pré-Flexão		Flexão		Pós-Flexão		Inicial	
Número de indivíduos	394		35		15		13		1	
Médias mm	X ± dp	Amp	X ± dp	Amp	X ± dp	Amp	X ± dp	Amp	X ± dp	amp
Comprimento Total	3,77 ± 0,56	2,66-4,90	5,04 ± 0,34	4,90-6,30	8,26 ± 0,86	6,5-9,3	14,50 ± 3,61	9,95-21,36	nd	nd
Comprimento Padrão	3,70 ± 0,51	2,60-4,50	4,57 ± 0,29	4,15-5,60	7,56 ± 0,80	6,0-8,6	13,06 ± 3,18	8,75-18,6	nd	25,01
Comprimento do Focinho	0,22 ± 0,20	0,07-0,36	0,37 ± 0,09	0,22-0,50	0,62 ± 0,09	0,48-0,72	1,30 ± 0,48	0,69-1,93	nd	2,31
Diâmetro do olho	0,06 ± 0,06	0,01-0,13	0,13 ± 0,02	0,11-0,18	0,22 ± 0,04	0,16-0,26	0,55 ± 0,24	0,35-0,99	nd	1,08
Comprimento da cabeça	0,42 ± 0,14	0,18-0,78	1,10 ± 0,59	0,60-1,78	1,77 ± 0,19	1,5-2,06	3,61 ± 1,18	2,05-5,45	nd	7,23
Altura da Cabeça	0,48 ± 0,14	0,27-0,80	0,85 ± 0,08	0,78-1,09	1,27 ± 0,17	1,02-1,55	2,46 ± 0,67	1,52-3,43	nd	4
Altura do Corpo	0,56 ± 0,16	0,27-0,93	1,01 ± 0,14	0,69-1,24	1,61 ± 0,23	1,2-1,86	3,22 ± 0,81	1,92-4,35	nd	4,62
Focinho- Nadadeira Peitoral	na	na	1,13 ± 0,09	1,02-1,23	1,78 ± 0,18	1,48-2,03	3,38 ± 1,00	2,02-5,3	nd	6,46
Focinho- Nadadeira Pélvica	na	na	na	na	na	na	5,29 ± 1,49	3,78-8,3	nd	12,31
Focinho-Nadadeira Dorsal	na	na	na	na	2,67 ± 0,26	2,18-2,96	5,04 ± 1,44	2,78-7,21	nd	8,77
Focinho-Nadadeira Anal	na	na	na	na	5,28 ± 0,34	4,8-5,76	8,40 ± 2,16	5,76-12,23	nd	16,92
Número de miômeros										
Pré Anal	dv	dv	18,5 ± 0,55	18-19	18 ± 0,84	17-19	18,39 ± 0,51	18-19	nd	nv
Pós Anal	dv	dv	26,5 ± 0,55	26-27	25,47 ± 0,52	25-26	26,31 ± 0,48	26-27	nd	nv
Total	dv	dv	45 ± 0,90	44-46	43,47 ± 1,13	42-45	44,69 ± 0,48	44-45	nd	nv
Relações Corporais (%)										
Diâm. Do olho/ Comp. Da cabeça	12,76 ± 5,16	2,81-27,78	13,84 ± 0,03	10,00-22,22	12,60 ± 0,01	10,67-14,04	14,77 ± 0,02	11,93-18,17	nd	14,94
Comp. Da Cabeça/Comp. Padrão	11,57 ± 0,03	6,84-18,74	21,66 ± 0,05	13,07-28,06	23,50 ± 0,01	21,79-25,00	27,17 ± 0,03	23,32-31,84	nd	28,91
Alt. Do Corpo/ Comp. Padrão	15,41 ± 0,03	7,58-22,22	21,98 ± 0,02	15,48-26,25	21,23 ± 0,01	19,22-22,68	24,61 ± 0,01	21,61-27,30	nd	18,47
Período Embrionário				X ± dp = Média e desvio Padrão amp = Amplitude de variação dos valores na = Nadadeira Ausente nd = Não disponíveis nv = Não Visíveis; dv = difícil visualização Número de raios das nadadeiras em juvenis: P.7; V.7; D.8; A.13.						
Número de Indivíduos	438									
Medidas mm	X ± dp	Amp								
Diâmetro do ovo	1,13 ± 0,15	0,97-1,69								
Diâmetro do vitelo	0,92 ± 0,10	0,82-1,13								
Espaço perivitelino	0,21 ± 0,15	0,00-0,42								

3.4 RELAÇÕES CORPORAIS

Em relação aos resultados das análises das relações corporais tem-se que a altura do corpo em função do comprimento padrão no estágio larval vitelino é 15,41%, em média, sendo que o corpo é considerado longo. Para os demais estágios larvais (pré-flexão, flexão e pós-flexão) o corpo é considerado moderado (média entre 21,98 à 24,95%) (Figura 4a).

A cabeça é considerada pequena em função do comprimento padrão (média sendo 11,57%), para o estágio larval vitelino. Já para os estágios de pré-flexão, flexão e pós-flexão é considerada moderada (média de 21,16 à 27,17%) (Figura 4b). O olho é considerado pequeno, quando comparado com o comprimento da cabeça, em todos os estágios larvais, a média variando de 12,76 à 14,77% (Figura 4c).

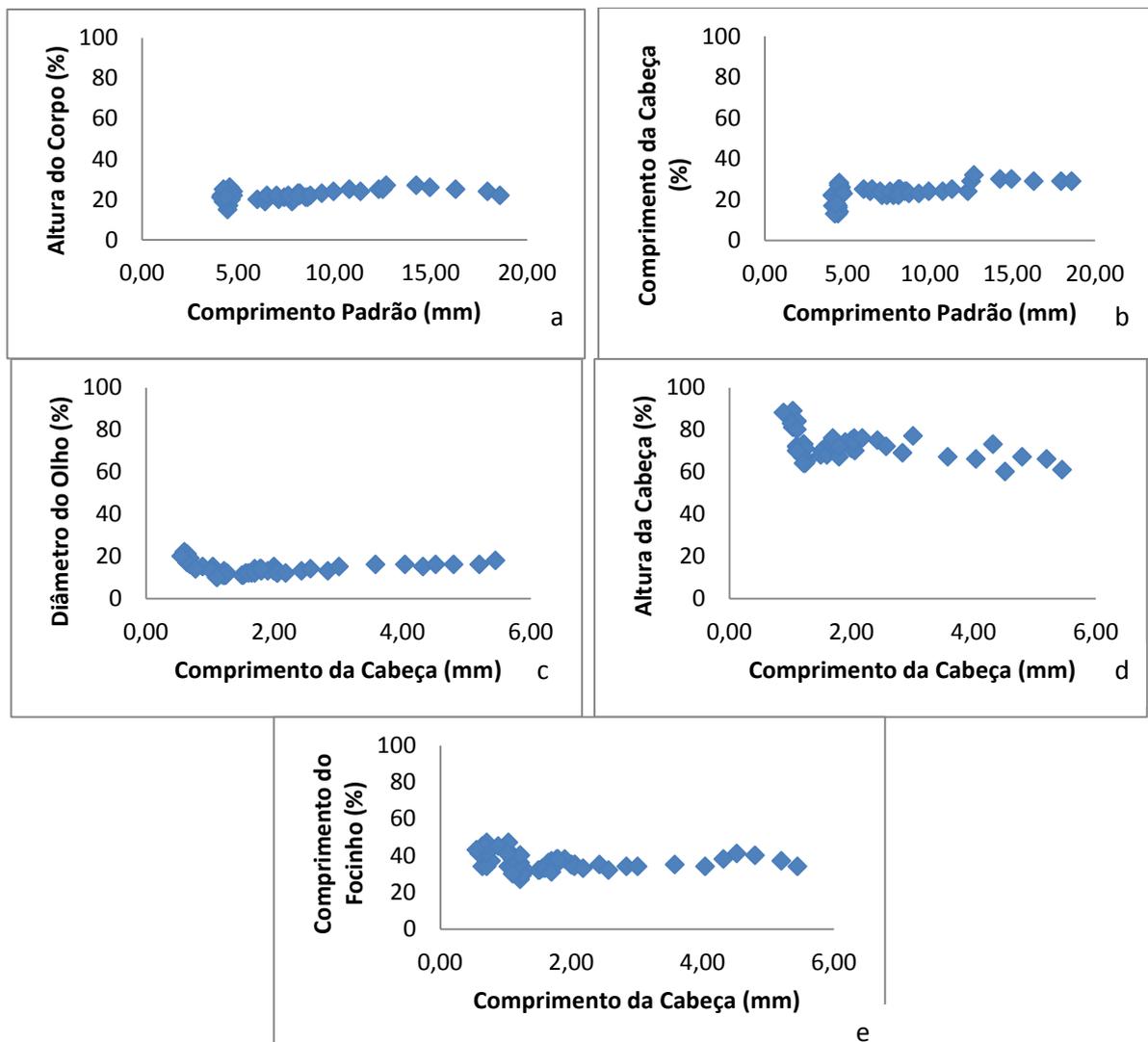


Figura 6: Relações corporais de larvas de *R. branneri*. a) altura do corpo em função do comprimento padrão, b) comprimento da cabeça em função do comprimento padrão, c) diâmetro do olho em função do comprimento da cabeça, d) altura da cabeça em função do comprimento da cabeça e, e) comprimento do focinho em função do comprimento da cabeça.

Durante o desenvolvimento ontogênico o comprimento do focinho apresentou grandes mudanças, variando de 12% a 79% (Figura 4d), enquanto a altura da cabeça variou de 8% a 27% (Figura 4e). Porém, a maior variação no comprimento do focinho e na altura da cabeça, ocorreu no início do desenvolvimento.

Em relação às distâncias, foi observada pouca variação na distância pré-pélvica (37,01 a 44,65%), na pré-peitoral (23,59 a 25,55%), na pré-dorsal (35,44 a 38,28%) houve um aumento conforme o crescimento, enquanto que na distância pré-anal (64,20 a 70,23%) houve uma diminuição entre as fases flexão e pós-flexão (Figuras 5).

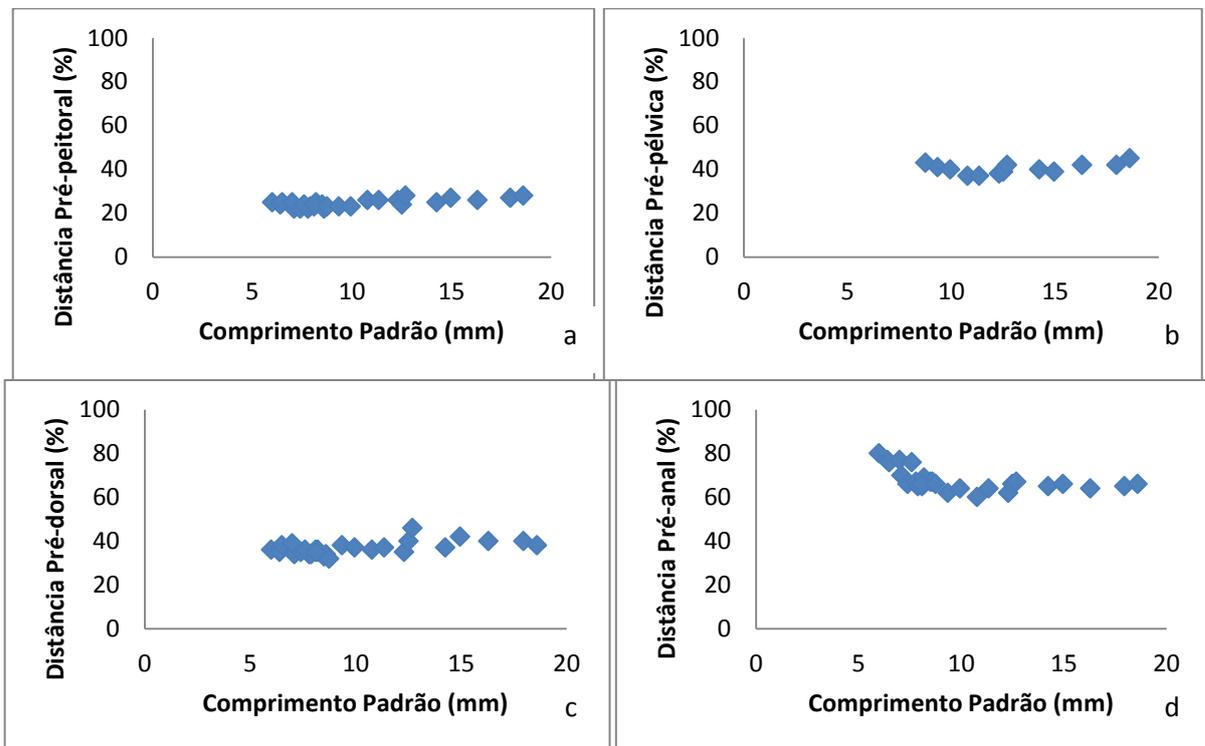


Figura 7: Relações corporais das distâncias das nadadeiras de larvas de *R. branneri*. a) distância pré-pélvica, b) distância pré-peitoral, c) distância pré-dorsal e, d) distância pré-anal, em função do comprimento padrão.

4 DISCUSSÃO

Os conhecimentos dos estágios embrionários e larvais servem para otimizar a cadeia produtiva dos peixes. Neste estudo foi observado que os ovos de *R. branneri* são esféricos, amarelos, não-adesivos e demersais, ovos com estas características são observados em Siluriformes, tendo sido relatado por Pereira, *et al.*. (2006) e Amorim, *et al.* (2009) para *R.*

quelen. Por apresentarem ovos demersais no período de incubação é necessário um fluxo maior de água, quando comparado a espécies com ovos pelágicos, para que os ovos não fiquem parados no fundo e desta forma evitar a perda de ovos na incubadora.

Um período de desenvolvimento curto é característico de peixes neotropicais, devido à temperatura elevada da água (Sato, *et al.*, 2003). Segundo Gomes, *et al.*, (2000), conforme a temperatura da água varia o tempo de eclosão dos ovos. Na temperatura de 16°C, a eclosão para o *R. quelen*, ocorre em torno de 3 dias, e com 24°C a eclosão demora em torno de 24h. Para o *R. branneri* observou-se que na temperatura média de 23,3°C, demorou 26 h. Isaú, *et al.* (2011) observaram um período de 30 h à 24°C para o *Brycon insignis* e Sereia (2010) registrou 33:30 h à 26°C para *S. melanodermatum*.

Um espaço perivitelino grande em algumas espécies de peixes pode ser entendido como uma defesa do embrião contra adversidades do meio ambiente e contribui para sobreviver em ambientes lóticos (Lake, 1967, in Pereira, 2006). Os ovos do *R. branneri* apresentam espaço perivitelino moderado, sendo característico de peixes que desovam em águas claras e com pouco fluxo.

O tamanho dos ovos influi diretamente no tamanho inicial das larvas, Balon (1986), in Bialezki, *et al.* (2001), cita que ovos maiores originam larvas maiores e mais desenvolvidas no momento da primeira alimentação exógena. A larva recém-eclodida apresenta 2,83 mm de comprimento total, tamanho similar ao seu congênere *R. quelen*, que segundo Amorim (2009) foi de 2,76 mm, sendo um tamanho pequeno comparado a outros Siluriformes, como 4,07 mm para o *Clarias gariepinus*, 3,36 mm para *Pimelodus ortmanni* (Nakatani, *et al.*, 2001) e 4,40 mm para *S. melanodermatum* (Sereia, 2010).

Durante os primeiros dias a larva inicial consome a energia presente no saco vitelino. O período de alimentação endógena é essencial para a maturação do sistema digestório, permitindo a larva alcançar lugares com recursos alimentares (Rodrigues-Galdino, *et al.*, 2009). Em espécies com predominância do sentido visual para procurar alimento, como em *Cyprinus carpio*, (Nakatani, *et al.*, 2001), os olhos já estão pigmentados na eclosão. Os olhos de *R. branneri* são pequenos e se tornam pigmentados durante a fase larval-vitelino, fato que pode ser explicado devido a sua alimentação ocorrer no período noturno e apresentar hábitos associados às porções mais próximas do substrato (Baumgartner, *et al.*, 2012), relatando que outros sentidos bem desenvolvidos são utilizados para a captura do alimento, como a linha lateral, os barbilhões e o olfato.

A absorção do saco vitelino foi observada no presente estudo e o início da alimentação exógena ocorre antes da sua completa absorção, pois larvas com saco vitelino

foram observadas com alimento no intestino, este período é denominado por Moteki, *et al.*, (2001) como período de alimentação mista, sendo considerado um período crítico, em que a larva necessita encontrar alimento adequado à sua sobrevivência, antes de acabar suas reservas endógenas (Sanches, *et al.*, 2001). O início da alimentação exógena ocorreu com 914 horas-grau (39:00 h), sendo este o tempo indicado para que seja iniciada o arraçamento em sistemas de produção.

Morioka, *et al.* (2012), cita o período em que algumas espécies demoram para iniciar a alimentação exógena, sendo de 4 dias para *Clarias gariepinus*, 5 dias para *Anabas testudines*, de 1 dia para *Pangasianodon hypophthalmus*, de 3 dias para *Hemibagrus filamentus*, e menos de um dia para *Hypsibarbus malcolmi*, um dia e meio para o *R. branneri*. Explica também que este estágio preparatório pode ser atribuído a estratégia reprodutiva que a espécie apresenta, sendo rápido em *R. branneri* devido a ausência de cuidado parental.

Com relação às nadadeiras, a primeira a estar presente, e conseqüentemente, a que dá suporte para formação das ímpares é a embrionária (ou “finfold”) (Bialetzki, *et al.*, 2008). Van Snik, *et al.* (1997) propuseram que esta nadadeira não está só relacionada com a locomoção, mas também contribui para aumentar a área da superfície de troca de gases pela pele. Em seguida observou-se o surgimento das nadadeiras caudal, dorsal, anal e adiposa.

Estudos sobre cromatóforos na pigmentação dos olhos e corpo tem sido importante para determinação taxonômica e identificação de espécies (Meijide & Guerrero, 2000). A pigmentação é uma camuflagem utilizada pelas larvas para não serem predadas. A larva inicial de *R. branneri* não apresenta pigmentação, sendo transparente, quando inicia sua alimentação fica mais próxima ao substrato, então a presença de pigmentos se torna necessária para sobreviver.

Com base nesses dados, pode-se concluir que às características de ovos, desenvolvimento embrionário e larval são essenciais para uma melhor compreensão da biologia do *R. branneri*. Além disso, os dados obtidos constituem uma base de informações para a criação intensiva da espécie, sendo que é considerada de interesse comercial e com alto potencial para a piscicultura.

5 REFERÊNCIAS

- Ahlstrom, E. H. & Moser, H. G. 1976. Eggs and larvae of fishes and their role in systematic investigations and in fisheries. *Revista Trav. Inst. Peches Marit*, 40: 379-398.
- Amorim, M. P., Gomes, B. V. C., Martins, Y. S., Sato, Y., Rizzo, E. & Bazzoli, N. 2009. Early development of the silver catfish *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimard, 1824) (Pisces: Heptapteridae) from the São Francisco River Basin, Brazil. *Aquaculture Reserch*, 40: 172-180.
- Almeida, M. C. 2010. Relações corporais, composição centesimal e rendimento de filé do Mandi (*Pimelodus britskii*) do Reservatório de Salto Santiago – Rio Iguaçu. Dissertação, Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Marechal Cândido Rondon. 44p.
- Balon, E. K. 1986. Patterns in the evolution of reproductive styles in fishes. In Bialezki, A., Baumgartner, G., Sanches, P. V., Galuch, A. V., Luvisuto, M. A., Nakatani, K., Makrakis, M. C. & Borges, M. E. E. 2001. Caracterização do desenvolvimento inicial de *Auchenipterus osteomystax* (Osteichthyes, Auchenipteridae) da bacia do rio Paraná, Brasil. *Acta Scientiarum*, 23: 377-382.
- Baumgartner, G., Pavanelli, C. S., Baumgartner, D., Bifi, A. G., Debona, T. & Frana, V. A. 2012. Peixes do baixo rio Iguaçu. Maringá: Eduem.
- Bialezki, A., Nakatani, K., Sanches, P. V., Baumgartner, G., Makrakis, M. C. & Taguti, T. L. 2008. Desenvolvimento inicial de *Hoplias aff. malabaricus* (Bloch, 1794) (Osteichthyes, Erythrinidae) da planície alagável do alto rio Paraná, Brasil. *Acta Scientiarum*, 30: 141-149.
- Bialezki, A., Sanches, P. V., Baumgartner, G. & Nakatani, K. 1998. Caracterização morfológica e distribuição temporal de larvas e juvenis de *Apareiodon affinis* (Steindachner) (Osteichthyes, Parodontidae) no alto rio Paraná, Paraná. *Revista Brasileira de Zoologia*, 15: 1037-1047.
- Bockmann, F. A. & Guazzeli, G. M. 2003. Family Heptapteridae (Heptapterids). Pp. 406-431. In: Reis, R. E., Kullander S. O. & Ferraris Junior, C. J. 2003. Check list of the freshwater fishes of South and Central America. Porto Alegre: Edipucrs.
- Bombardelli, R. A., Mörschbacher, E. F., Campagnolo, R., Sanches, E. A. & Syperreck, M. A. 2006. Dose inseminante para fertilização artificial de ovócitos de jundiá cinza, *Rhamdia quelen* (Quoy & Gaimardm, 1824). *Revista Brasileira Zootecnia*, 35: 1251-1257.
- FAO. Fisheries and Aquaculture Departament. 2010. The State of world Fisheries and Aquaculture. Rome. 182p.
- Feiden, A. & Boscolo, W. R. 2010. Mandi-pintado: uma espécie com potencial de cultivo para o rio Iguaçu. Marins – Toledo: GFM Gráfica e Editora.
- Ferreira, A. A., Nuñez, A. P. O. & Luz, R. K. 2001. Avaliação qualitativa e quantitativa do sêmen de jundiá, *Rhamdia quelen*. *Boletim do Instituto de Pesca*, 27: 57-60.

- Galuch, A. V., Suiberto, M. R., Nakatani, K., Bialezki, A. & Baumgartner, G. 2003. Desenvolvimento inicial e distribuição temporal de larvas e juvenis de *Bryconamericus stramineus* Eigenmann, 1908 (Osteichthyes, Characidae) na planície alagável do alto rio Paraná, Brasil. *Acta Scientiarum*, 25: 335-343.
- Gomes, L. de C., Golombieski, J. I., Gomes, A. R. C. & Baldisserotto, B. 2000. Biologia do jundiá *Rhamdia quelen* (Teleostei, Pimelodidae). *Ciência Rural*, 30: 179-185.
- Ibama. 1998. Portaria n°145/98, de 29 de outubro de 1998.
- Isaú, Z.A., Rizzo, E., Amaral, T.B., Mourad, N. M. N. & Viveiros, A.T.M. 2011. Structural analysis of oocytes, post-fertilization events and embryonic development of the Brazilian endangered teleost *Brycon insignis* (Characiformes). *Zygote*. Cambridge University Press, 1-10.
- Lake, J. S., 1967. Rearing experiments with species of Australian freshwater fishes. ii. morphogenesis and ontogeny. *Aust. J. Mar. Freshwater Res.*, 18: 155-173. In Pereira, C. R., Barcellos, L. J. G., Kreutz, L. C., Quevedo, R. M., Ritter, F. & Silva, L. B. 2006. Embryonic and larval development of Jundiá (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard, 1824, Pisces, Teleostei), a South American Catfish. *Brazilian Journal of Biology*, 66: 1057-1063.
- Leis, J. M. & Trnski, T. 1989. The larvae of Indo-Pacific shorefishes. University of Hawaii Press, Honolulu.
- Meijide, F. J. & Guerrero, G. A. 2000. Embryonic and larval development of a substrate-brooding cichlid *Cichlasoma dimerus* (Heckel, 1940) under laboratory conditions. *Journal of Zoology* 252: 481-493.
- Merenda, E. A. 2004. Reservatório de segredo e área de entorno: aspectos legais e modificações no uso do solo. Dissertação, Universidade Estadual de Maringá, Maringá. 70p.
- Ministério da Pesca e Aquicultura. 2010. Boletim Estatístico da Pesca e Aquicultura. Brasil.
- Morioka, S., Chanthasone, P., Phommachan, P. & Vongvichith, B. 2012. Growth and morphological development of laboratory-reared larval and juvenile three-spot gourami *Trichogaster trichopterus*. *Ichthyological Research*, 59:53-62.
- Moteki, M., Yoseda, K., Sahin, T., Ustundag, C. & Kohno, H. 2001. Transition from endogenous to exogenous nutritional sources in larval Black Sea turbot *Psetta maxima*. *Fisheries Science* 67: 571-578.
- Nakatani, K., Agostinho, A. A., Baumgartner, G., Bialezki, A., Sanches, P. V., Makrakis, M. C. & Pavanelli, C. S. 2001. Ovos e larvas de peixes de água doce: desenvolvimento e manual de identificação. Maringá: EDUEM.
- Nakatani, K., Baumgartner, G. & Baumgartner, M. S. 1997. Larval development of *Plagioscion squamosissimus* (Heckel) (Perciformes, Sciaenidae) of Itaipu reservoir (Paraná river, Brazil). *Revista Brasileira de Zoologia*, 14: 35-44.

- Nakatani, K., Baumgartner, G. & Latini, J. D. 1998. Morphological description of larvae of the Mapará *Hypophthalmus edentatus* (Spix) (Osteichthyes, Hypophthalmidae) in the Itaipu reservoir (Parana River, Brazil). *Revista Brasileira de Zoologia*, 15: 687-696.
- Pereira, C. R., Barcellos, L. J. G., Kreutz, L. C., Quevedo, R. M., Ritter, F. & Silva, L. B. 2006. Embryonic and larval development of Jundiá (*Rhamdia quelen*, Quoy & Gaimard, 1824, Pisces, Teleostei), a South American Catfish. *Brazilian Journal of Biology*, 66: 1057-1063.
- Resende, E. K. 2006. Bases Tecnológicas para o desenvolvimento da aquicultura no Brasil. Embrapa. Macroprograma 1, Grandes Desafios Nacionais.
- Rodrigues-Galdino, A. M., Maiolino, C. V., Forgati, M., Donatti, L., Mikos, J. D., Carneiro, P. C. F. & Rios, F. S. A. 2009. Developmente of neotropical catfish *Rhamdia quelen* (Siluriformes, Heptapteridae) incubated in different temperature regimes. *Zygote*, 5:131–144.
- Sanches, P. V., Baumgartner, G., Bialezki, A., Suiberto, M. R., Gomes, F. D. C., Nakatani, K. & Barbosa, N. D. C. 2001. Caracterização do desenvolvimento inicial de *Leporinus friderici* (Osteichthyes, Anostomidae) da bacia do rio Paraná, Brasil. *Acta Scientiarum*, 23: 383-389.
- Sanches, P. V., Nakatani, K. & Bialezki, A. 1999.. Morphological description of the developmental stages of *Parauchenipterus galeatus* (Linnaeus, 1766) (Siluriformes, Auchenipteridae) on the floodplain of the upper Paraná River. *Revista Brasileira de Biologia*, 59: 429-438
- Sato, Y., Fenerich-Verani, N., Nuñez, A. P. O., Godinho, H. P. & Verani, J. R. 2003. Padrões reprodutivos de peixes da bacia do São Francisco, p.229-274. In : Godinho, H. P. & Godinho, A. L. (Eds). *Águas, peixes e pescadores do São Francisco das Minas Gerais*. Belo Horizonte, PUC.
- Sereia, D. A. de O. 2010. Caracterização do desenvolvimento ontogenético de *Steindachneridion melanoderdatum* (Garavello, 2005) da bacia do rio Iguaçu, Brasil. Dissertação, Universidade Estadual do Oeste do Paraná, Marechal Cândido Rondon. 42p.
- Taguti, T. L., Kipper, D., Bialezki A., Sanches, P. V., Makrakis, M. C. & Baumgartner, G. 2009. Desenvolvimento inicial de *Pyrrhulina australis* Eigenmann & Kennedy, 1903 (Characiformes, Lebiasinidae). *Biota Neotropica*, 9: 59-65.
- Van Snik, G. M. J., Van Den Boogaart, J. G. M. & Osse, J. W. M. 1997. Larval growth patterns in *Cyprinus carpio* and *Clarias gariepinus* with attention to the finfold. *Journal of Fish Biology*, 50: 1339-1352.
- Woynarovich, E. & Horváth, L. 1983. Propagação artificial de peixes de águas tropicais: manual de extensão. Brasília: FAO/CODEVASF/CNPq.