

GOVERNO DO ESTADO DE SÃO PAULO
SECRETARIA DA AGRICULTURA E ABASTECIMENTO
AGÊNCIA PAULISTA DE TECNOLOGIA DOS AGRONEGÓCIOS
INSTITUTO DE PESCA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA E PESCA

**REPRODUÇÃO E DESENVOLVIMENTO LARVAL DO
“CICLÍDEO-ANÃO AMAZÔNICO”, *Apistogramma
cacatuoides*, HOEDEMAN, 1951 (PERCIFORMES:
CICHLIDAE) EM LABORATÓRIO**

Fillipe Caetano Marcassi Alves

Orientador: Nilton Eduardo Torres Rojas

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Aquicultura e Pesca do Instituto de Pesca – APTA - SAA, como parte dos requisitos necessários para obtenção do título de Mestre em Aquicultura e Pesca.

São Paulo

Setembro - 2007

GOVERNO DO ESTADO DE SÃO PAULO
SECRETARIA DA AGRICULTURA E ABASTECIMENTO
AGÊNCIA PAULISTA DE TECNOLOGIA DOS AGRONEGÓCIOS
INSTITUTO DE PESCA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM AQUICULTURA E PESCA

**REPRODUÇÃO E DESENVOLVIMENTO LARVAL DO
“CICLÍDEO-ANÃO AMAZÔNICO”, *Apistogramma
cacatuoides*, HOEDEMAN, 1951 (PERCIFORMES:
CICHLIDAE) EM LABORATÓRIO**

Fillipe Caetano Marcassi Alves

Orientador: Nilton Eduardo Torres Rojas

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Aquicultura e Pesca do Instituto de Pesca – APTA - SAA, como parte dos requisitos necessários para obtenção do título de Mestre em Aquicultura e Pesca.

São Paulo

Setembro - 2007

Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)
Elaborada pelo Núcleo de Informação e Documentação. Instituto de Pesca, São Paulo

A474r

Alves, Fillipe Caetano Marcassi

Reprodução e desenvolvimento larval do ciclídeo-anão amazônico
Apistogramma cacatuoides – Hoedeman, 1951 (Perciformes: Cichlidae) em
laboratório / Fillipe Caetano Marcassi Alves. - 2007.
vii, 81 f.: il.

Dissertação (mestrado) – Instituto de Pesca, Agência Paulista de Tecnologia
dos Agronegócios, Secretaria de Agricultura e Abastecimento. - São Paulo,
2007.

Orientador: Nilton Eduardo Torres Rojas

Bibliografia f. 76-81

1. Piscicultura 2. Peixe ornamental 3. Ciclídeo - anão amazônico –
processos de reprodução e desenvolvimento larval em laboratório I. Instituto de
Pesca (São Paulo) II. Título

CDD 639.34

AGRADECIMENTOS

Ao Instituto de Pesca – APTA/SAA-SP, que cedeu seus laboratórios e equipamentos utilizados durante este experimento. Aos pesquisadores científicos do Instituto de Pesca – APTA/SAA-SP, Dr. Nilton Eduardo Torres Rojas pela orientação deste trabalho e aprendizado durante meu estágio. À Pesquisadora Dra. Elizabeth Romagosa pelo aprendizado sobre a reprodução de peixes dulcícolas e auxílio na confecção dos painéis que apresentamos em congressos científicos, inclusive um internacional. À Pesquisadora M.Sc. Elaine Fender de Andrade Talmelli pelo auxílio na execução e redação deste trabalho, em especial do desenvolvimento larval. À Pesquisadora M. Sc. Patrícia de Paiva e Maurício Keniti Nagata pelo auxílio na elaboração deste trabalho. À Pesquisadora Dra. Katharina Eichbaum Esteves pelo fornecimento dos equipamentos fotográficos utilizados para a realização da documentação do desenvolvimento larval. Aos funcionários de apoio, José Plaza, Estevan Lourenço Pinto e Luiz Augusto de Mattos, pela ajuda durante a pesquisa. Além das valiosas informações e aprendizado adquirido durante meu estágio, agradeço pelas amizades e alegrias compartilhadas com os meus colegas de trabalho, pesquisadores, estagiários, funcionários. Um grande abraço a todos.

À FAPESP (Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo) pela concessão da Bolsa de Iniciação Científica adquirida durante a realização deste projeto de pesquisa (processo nº 03/08554-3).

À minha família que sempre me apoiou, acolheu e me mostrou o caminho certo da vida, em especial a meus pais, irmão, avós, tios, primos e minha namorada. Sem a força de vocês, o caminho que percorri até hoje seria muito mais difícil. Respeito e amo todos vocês, muito obrigado. Espero que esse trabalho contribua com a pesquisa científica brasileira, em especial, ao estudo de peixes ornamentais, e que outros pesquisadores se dediquem a buscar alternativas para conter a exploração atual dos recursos naturais necessários não apenas às nossas vidas, mas a de todos os organismos do planeta.

SUMÁRIO

	Página
1. Introdução	01
1.1 Revisão da Literatura	03
1.1.1 Peixes Teleósteos Dulcícolas	03
1.1.2 Família Cichlidae	05
1.1.3 Gênero <i>Apistogramma</i>	06
1.1.4 Habitat do Gênero <i>Apistogramma</i>	09
1.1.5 Qualidade da Água	10
1.1.6 Piscicultura	11
1.1.7 Desenvolvimento Larval	13
1.1.7.1 Estágios do Desenvolvimento	15
1.1.7.2 Caracteres Utilizados na Identificação das Larvas	17
2. Material e Métodos	20
2.1 Local e Período dos Experimentos	20
2.2 Preparação e Manejo dos Aquários	20
2.3 Aquisição e Aclimação das Matrizes	21
2.4 Alimentação	22
2.5 Fase 1 (Reprodução)	23
2.6 Fase 2 (Proporção entre os Sexos)	24
2.7 Desenvolvimento dos Ovos e Larvas	26
2.8 Análise dos Parâmetros Físicos e Químicos da Água	28
3. Resultados	30
3.1 Táticas Reprodutivas	30
3.2 Idade da Primeira Maturação Gonadal, Número de Posturas e Ovos Liberados	36
3.3 Sobrevivência Larval	37
3.4 Desenvolvimento Larval	41
3.4.1 Estágio Larval vitelino	41
3.4.2 Estágio de Pré-flexão	48
3.4.3 Estágio de Flexão	53
3.4.4 Estágio de Pós-flexão	54
3.4.5 Estágio Juvenil	56
3.5 Proporção Entre os Sexos	59
3.6 Parâmetros Físicos e Químicos da Água	60
4. Discussão	61
4.1 Táticas Reprodutivas	61
4.2 Idade da Primeira Maturação Gonadal, Número de Posturas e Ovos Liberados	62
4.3 Sobrevivência Larval	63
4.4 Desenvolvimento Larval	66
4.5 Proporção Entre os Sexos	69
4.6 Parâmetros Físicos e Químicos da Água	73
5. Conclusões	75
6. Referências Bibliográficas	76

ÍNDICE DE FIGURAS E TABELAS

	Página
Figura 1. Laboratório do Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Peixes Ornamentais do Instituto de Pesca, onde o experimento foi conduzido.	21
Figura 2. Reprodutores de <i>A. cacauioides</i> utilizados no experimento: a) macho e b) fêmea.	22
Figura 3. Aquários de 40 litros empregados na manutenção dos reprodutores de <i>A. cacauioides</i> (Fase 1).	24
Figura 4. Manipulação do abrigo para que a desova fosse fotografada.	25
Figura 5. Aquário de 18 litros empregado no manutenção das larvas de <i>A. cacauioides</i> (Fase 2).	25
Figura 6. Equipamentos utilizados no acompanhamento do desenvolvimento larval do <i>A. cacauioides</i> .	27
Figura 7. Exemplo de medição de larva de <i>A. cacauioides</i> no programa "Image Pro Plus".	27
Figura 8. Macho de <i>A. cacauioides</i> dentro do abrigo durante o comportamento de corte.	32
Figura 9. Fêmea de <i>A. cacauioides</i> dentro do abrigo durante o comportamento de corte.	32
Figura 10. Fêmea de <i>A. cacauioides</i> liberando os óvulos na parte superior do abrigo, para serem a seguir, fecundados pelo macho.	33
Figura 11. Fêmea de <i>A. cacauioides</i> cuidando dos ovos.	33
Figura 12. Fêmea de <i>A. cacauioides</i> evidenciando o padrão de colorido e a posição das nadadeiras abertas, após a desova.	34
Figura 13. Fêmea de <i>A. cacauioides</i> rejeitando a presença do macho.	34
Figura 14. Fêmea de <i>A. cacauioides</i> "oxigenando" os ovos.	35
Figura 15. Larvas recém-eclodidas de <i>A. cacauioides</i> .	35
Figura 16. Número de dias e ovos liberados na primeira desova pelas fêmeas reprodutoras de <i>A. cacauioides</i> da Fase 1 do experimento.	37
Figura 17. Biometria das fêmeas reprodutoras de <i>A. cacauioides</i> durante a primeira desova.	37
Figura 18. Biometria dos machos reprodutores de <i>A. cacauioides</i> durante a primeira desova.	38
Figura 19. Número de ovos liberados em cada desova das fêmeas reprodutoras de <i>A. cacauioides</i> durante a Fase 1 do experimento.	38
Figura 20. Número de ovos liberados e de desovas por fêmea de <i>A. cacauioides</i> durante a Fase 1 do experimento.	39

Figura 21. Valores médios do intervalo de dias entre as desovas e número de ovos liberados pelas fêmeas reprodutoras de <i>A. cacatuoides</i> durante a Fase 1 do experimento. Comparou-se 9 desovas de cada uma das 12 fêmeas reprodutoras.	39
Figura 22. Número de ovos, número de larvas com 15 dias de vida e número de juvenis de <i>A. cacatuoides</i> no momento da proporção entre os sexos, obtidos durante a Fase 2 do experimento. Desovas relacionadas com a Tabela 1.	41
Figura 23. Ovo de <i>A. cacatuoides</i> no estágio inicial do desenvolvimento embrionário, com 1 dia de vida (Escala = 0.30 mm).	42
Figura 24. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com córion enrugado (CE) aderido ao corpo, vitelo pigmentado (VP) e nadadeira primordial liberada (NP) (Escala = 1 mm).	42
Figura 25. Início do esboço da cabeça da larva de <i>A. cacatuoides</i> , com destaque para as vesículas auditivas (VA), ópticas (VO) e para o coração (CR) (Escala = 1 mm).	43
Figura 26. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando diminuição da membrana embrionária (ME), flexão da notocorda (NC) e aumento da massa celular cerebral (CE) (Escala = 1 mm).	43
Figura 27. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com olho pigmentado (OP) e coração mais desenvolvido (CR) (Escala = 1 mm).	44
Figura 28. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com abertura da boca (BC) e massa cerebral circular (MC) (Escala = 1 mm).	45
Figura 29. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com pigmentação na região cranial (RC) e aumento do volume do coração (CR) (Escala = 1 mm).	45
Figura 30. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com diminuição do vitelo (VT) e miômeros mais evidentes (MM) (Escala = 1 mm).	46
Figura 31. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com nadadeiras peitorais (NP) e início de pigmentação no corpo (PG) (Escala = 1 mm).	46
Figura 32. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com início de formação dos ossos hipurais (OH) da absorção do vitelo (VT) (Escala = 1 mm).	46
Figura 33. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando diminuição do vitelo (VT), surgimento dos órgãos no aparelho digestório (AD) e aumento da região cranial (RC) (Escala = 1 mm).	47
Figura 34. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com pigmentação pelo corpo (PG) e surgimento da bexiga natatória (BN) (Escala = 1 mm).	47
Figura 35. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando pouco vitelo (VT) e notocorda quase totalmente flexionada (NC) (Escala = 1 mm).	48
Figura 36. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando lábios mais evidentes (LB) (Escala = 1 mm).	48
Figura 37. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com raios na nadadeira caudal (NC), estruturas cartilagosas na boca (EC) e aparelho digestório evidente (AD) (Escala = 1 mm).	49
Figura 38. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando vesícula biliar (VB) e abertura urogenital (AU) (Escala = 1 mm).	49

Figura 39. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com batimento opercular mais evidente (BO) (Escala = 1 mm).	50
Figura 40. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com arcos branquiais (AB) e bexiga natatória mais evidentes (BN) (Escala = 1 mm).	50
Figura 41. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando pigmentos pelo corpo (PG) (Escala = 1 mm).	51
Figura 42. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com botões das nadadeiras pélvicas (NPV) (Escala = 1 mm).	51
Figura 43. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando nadadeiras pélvicas alongadas (NPV) (Escala = 1 mm).	52
Figura 44. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com ossos hipurais (OH) e circulação sangüínea (CS) mais evidentes (Escala = 1 mm).	52
Figura 45. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando botão da nadadeira anal (NA) (Escala = 1 mm).	53
Figura 46. Larva de <i>A. cacatuoides</i> com pigmentação na região ventral (PG) e acúleos nas nadadeiras dorsal (ND) e pélvicas (NPV) (Escala = 1 mm).	53
Figura 47. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando as nadadeiras pélvicas, desprendidas do corpo (NPV) e máculas de pigmentação pelo corpo (Escala = 1 mm).	54
Figura 48. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando os ossos hipurais alinhados e os raios das nadadeiras mais evidentes (Escala = 1 mm).	55
Figura 49. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando máculas de pigmentação com padrões miméticos e acúleos na nadadeira anal (NA) (Escala = 1 mm).	56
Figura 50. Larva de <i>A. cacatuoides</i> apresentando o formato do corpo mais arredondado e semelhante ao adulto (Escala = 1 mm).	57
Figura 51. Juvenil de <i>A. cacatuoides</i> com escamas pelo corpo (círculos) (Escala = 0,5 mm).	57
Figura 52. Distribuição dos valores percentuais entre os sexos de <i>A. cacatuoides</i> da Fase 2 do experimento.	59
Tabela 1. Cor e número de ovos liberados, número de larvas transferidas para aquários de crescimento (Fase 2), sobrevivência após o 15º dia de vida, sobrevivência final e proporção entre os sexos de <i>A. cacatuoides</i> , mantidos em laboratório. *A fêmea do aquário 1 apresentou apenas 1 desova, sem sobrevivência de larvas.	40
Tabela 2. Amplitude de variação, média e desvio padrão (\pm SD) do comprimento total das larvas de <i>A. cacatuoides</i> observadas durante o experimento.	58
Tabela 3. Médias e desvios padrões (\pm S.D.) dos parâmetros físicos e químicos da água dos aquários de reprodução (Fase 1) de <i>A. cacatuoides</i> , mantidos no laboratório.	60

RESUMO

Apistogramma cacatuoides é um peixe teleósteo dulcícola endêmico da bacia Amazônica e pode ser mantido em aquários para fins ornamentais. Neste estudo procurou-se conhecer o comportamento reprodutivo da espécie quanto à idade da primeira maturação gonadal, número de posturas, número de ovos liberados, sobrevivência das larvas com 15 dias de vida, desenvolvimento larval e proporção entre os sexos. O experimento foi realizado no Instituto de Pesca - APTA/SAA, em São Paulo, em laboratório climatizado com 14 horas de luz e temperatura do ar de $27,0 \pm 1,0^{\circ}\text{C}$. Foram utilizados aquários com filtro biológico interno de fundo. A cada 15 dias 1/3 da água dos aquários foi renovada e, uma vez por semana, os detritos acumulados no fundo dos aquários foram retirados através de sifonagem. Os peixes foram alimentados com adultos e náuplios de *Artemia* sp, ração peletizada para ciclídeos ornamentais com 46% de proteína bruta e ração farelada para peixes carnívoros com 36% de proteína bruta. Nos aquários dos reprodutores foram colocados tubos de PVC com 15 centímetros de comprimento para constituírem os abrigos para a postura dos ovos. Após 15 dias da eclosão, as larvas foram transferidas para outros aquários, permanecendo até que fosse possível a diferenciação entre os sexos. Temperatura, pH, condutividade elétrica, alcalinidade, cálcio e oxigênio dissolvido foram monitorados durante o experimento. A primeira maturação gonadal ocorreu em média aos $214,7 \pm 30,6$ dias de vida, a frequência de postura de ovos por fêmea variou entre 1 e 12, o total de ovos depositados por fêmea variou entre 95 e 1.410, a sobrevivência das larvas após o 15º dia de vida foi em média de 34%, o desenvolvimento larval durou 29 dias e a proporção entre os sexos foi de 1,6 fêmea para 1 macho. A amplitude de variação dos parâmetros físicos e químicos da água dos aquários analisados foram: temperatura do ar ($25,5 \pm 1,8$ e $26,0 \pm 1,9^{\circ}\text{C}$), pH ($7,4 \pm 0,2$ e $7,7 \pm 0,2$), condutividade elétrica ($81,0 \pm 11,3$ e $96,0 \pm 14,1 \mu\text{S/cm}$), alcalinidade ($13,3 \pm 4,0$ e $20,0 \pm 4,6 \text{ mg CaCO}_3/\text{L}$), cálcio ($6,9 \pm 0,7$ e $7,7 \pm 0,9 \text{ mg Ca}^{+2}/\text{L}$) e oxigênio dissolvido ($7,0 \pm 0,5$ e $7,2 \pm 0,8 \text{ mg O}_2/\text{L}$). *A. cacatuoides* apresenta cuidado parental, e em temperatura controlada a desova ocorre diversas vezes ao longo do ano. A proporção entre os sexos foi de 1,6 fêmea para 1 macho. O conhecimento das características reprodutivas desta espécie possibilitará o dimensionamento de projetos de piscicultura, atendendo o mercado de peixes ornamentais ou repovoando o ambiente, podendo reduzir ou eliminar a predação das populações naturais.

ABSTRACT

Apistogramma cacatuoides it is an endemic freshwater teleostean fish of the Amazonian basin and could be kept in aquariums for ornamental ends. In this study the reproductive behavior of the species looked for to know itself how much the age of the first gonadal maturation, number of positions, set free egg number, survival of the larvae with 15 days of life, larval development and the ratio proportion between sexes. The experiment was carried through in the Instituto de Pesca - APTA/SAA, in São Paulo, laboratory climatized with 14 hours of light and temperature of the air of $27,0 \pm 1,0^{\circ}\text{C}$. Aquariums had been used with internal biological filter of deep. Each 15 days 1/3 of the water of the aquariums was renewed and a time per week the garbage accumulated in the deep one of the aquariums had been removed through siphoning. The fish had been fed with nauplii and adults of *Artemia* sp, ration pellets for ornamental cichlids with 46% of crude protein and bran ration for carnivorous fish with 36% of crude protein. In the aquariums of the reproducers pipes of PVC with 15 centimeters of length had been placed to constitute the shelters for the position of eggs. After 15 days of the hatching, the larvae had been transferred to other aquariums, remaining until the differentiation between the sexes was possible. Temperature, pH, electric conductivity, alkalinity, calcium and dissolved oxygen was monitored during the experiment. The first gonadal maturation on average occurred to $214,7 \pm 30,6$ days of life, the frequency of egg position for female varied between 1 and 12, the egg total deposited for female varied between 95 and 1.410, the survival of the larvae after 15^o day of life was on average of 34%, the larval development lasted 29 days and the ratio between the sexes was of 1,6 female for 1 male. The amplitude of variation of the physical and chemical parameters of the water of the analyzed aquariums had been: temperature of air ($25,5 \pm 1,8$ and $26,0 \pm 1,9^{\circ}\text{C}$), pH ($7,4 \pm 0,2$ and $7,7 \pm 0,2$), electric conductivity ($81,0 \pm 11,3$ and $96,0 \pm 14,1 \mu\text{S/cm}$), alkalinity ($13,3 \pm 4,0$ and $20,0 \pm 4,6 \text{ mg CaCO}_3/\text{L}$), calcium ($6,9 \pm 0,7$ and $7,7 \pm 0,9 \text{ mg Ca}^{+2}/\text{L}$) and dissolved oxygen ($7,0 \pm 0,5$ and $7,2 \pm 0,8 \text{ mg O}_2/\text{L}$). *A. cacatuoides* it presents parental care, and in controlled temperature the spawning of fishes occurs several times throughout the year. The ratio between the sexes was 1,6 female for 1 male. The knowledge of the reproductive characteristics of this species will make possible the sizing of fish culture projects, having taken care of the market of ornamental fish or populate the environment, being able to reduce or to eliminate the predation of the natural populations.

1. INTRODUÇÃO

O comércio de peixes ornamentais no Brasil é importante na geração de emprego e renda, uma vez que muitos exemplares são capturados e vendidos todos os anos, principalmente para o mercado externo (FUJIYOSHI, 2003). A região Amazônica possui inúmeras espécies de peixes que são comercializados como ornamentais, entretanto, poucos são reproduzidos em cativeiro, sendo que a maioria é coletada no ambiente natural (NOGUEIRA, 2003). O *Apistogramma cacatuoides* é uma das espécies exploradas comercialmente (FREY, 1961), e alvo de nossos estudos no presente trabalho.

Apistogramma cacatuoides descrito por Hoedeman, em 1951, é mantido como peixe ornamental devido, principalmente, ao padrão de coloração (LEIBEL, 1997). É um pequeno ciclídeo que habita a Bacia Amazônica (Brasil, Peru e Colômbia), encontrado com facilidade ou capturado no extremo oeste do Estado do Amazonas, próximo às cidades de Tabatinga e Benjamin Constant (MAYLAND and BORK, 2001). A espécie apresenta dimorfismo sexual externo, sendo um deles referente à coloração, que nos machos é mais intensa; deposita seus ovos em abrigos e, demonstra cuidado parental com ovos e larvas. Contudo, não existem informações mais detalhadas sobre a reprodução da espécie em cativeiro.

Muitas espécies de peixes são endêmicas e estão altamente vulneráveis ao desaparecimento em função da ausência de estudos sobre sua reprodução em cativeiro (LIMA *et al.*, 2001). Além disso, algumas espécies de ciclídeos são descritas somente em revistas de aquarismo (KULLANDER and STAECK, 1988), sem que existam estudos sistematizados sobre sua biologia.

As tecnologias desenvolvidas em projetos de pesquisa podem ser empregadas na produção comercial de peixes ornamentais, fornecendo as informações necessárias ao aumento da produção, geração de empregos e conservação do germoplasma endêmico ameaçado, sendo de grande importância o desenvolvimento de técnicas de reprodução em cativeiro (MERCY, 2003).

O aprimoramento do processo de criação de peixes pode garantir o sucesso a longo prazo. O cultivo pode ser melhorado através de estudos mais refinados com ovos e larvas de peixes, pois, nos fornecem informações sobre a biologia e ecologia, tais como, as mudanças morfológicas e fisiológicas que ocorrem durante as fases do desenvolvimento do ciclo dos peixes (NAKATANI *et al.*, 2001). A visualização dos embriões, em equipamentos microscópicos, é meticulosa devido sua morfologia, pois, são curvados, pequenos e difíceis de posicionar (RICHARDS, 2006). Porém, o estudo da biologia das espécies cultivadas é necessária, pois são descritas cerca de 3.000 espécies de peixes dulcícolas no Brasil (MCALLISTER *et al.*, 1997).

Este estudo procurou conhecer o comportamento reprodutivo da espécie, idade da primeira maturação gonadal, número de posturas, número de ovos liberados, sobrevivência das larvas com 15 dias de vida, desenvolvimento larval e proporção entre os sexos de *Apistogramma cactuoides*, visando o controle da reprodução em laboratório e, a melhoria do conhecimento sobre esta espécie da região amazônica.

1.1 REVISÃO DA LITERATURA

1.1.1 Peixes Teleósteos Dulcícolas

Os peixes de nadadeiras raiadas possuem a maior gama de modos reprodutivos em relação a outro táxon de Vertebrata e, na maioria dos casos, apresentam desenvolvimento dos ovos externamente (POUGH *et al.*, 2003). Quando a frequência de reprodução ocorre repetidamente é denominada iteroparidade, característica de algumas espécies de peixes (MOYLE and CECH-JR, 2000). A desova parcelada (múltipla ou em lotes) representa um mecanismo onde lotes de ovócitos desenvolvem-se em intervalos diferentes, sendo liberados à medida que, atingem a maturação completa, com no mínimo três lotes de ovócitos intra-ovarianos. Este caso ocorre em espécies que desovam periodicamente durante sua vida (VAZZOLER, 1996).

Na maioria dos peixes o ovo apresenta vitelo, que é um material nutriente composto por lipídios e proteínas, que será utilizado pelo embrião desde a fecundação até o momento em que for capaz de capturar alimento exógeno (BALDISSEROTTO, 2002). O tamanho e o número de ovos liberados freqüentemente aumenta de acordo com o tamanho da fêmea (MOYLE and CECH-JR, 2000). A maioria dos teleósteos dulcícolas apresentam ovos do tipo demersal, e destes ovos eclodem larvas semelhantes a um adulto (POUGH *et al.*, 2003).

Estratégia reprodutiva é o conjunto de características que uma espécie de peixe deverá manifestar para ter sucesso na reprodução, de modo a garantir o equilíbrio da população. Considerando-se que, cada espécie tem sua distribuição estabelecida por determinado conjunto de condições ecológicas, ela deve possuir uma única estratégia e, para tanto, apresentar adaptações anatômicas, fisiológicas, comportamentais e energéticas específicas (VAZZOLER, 1996).

Em ambientes instáveis e não previsíveis, a melhor estratégia será a produção do maior número possível de descendentes (r-estrategista); já em um

ambiente onde a mortalidade é estável e/ou previsível, a melhor estratégia será o desenvolvimento da habilidade competitiva, produzindo descendentes em menor número, porém, mais capacitados a enfrentarem o ambiente (K-estrategista), de acordo com VAZZOLER, (1996).

Algumas características de peixes r e K são distintas; r-estrategistas possuem comprimento máximo pequeno, período de vida curto, taxa de crescimento elevada, primeira maturação precoce, mortalidade natural elevada e fecundidade elevada; enquanto que em K-estrategistas ocorre o inverso. Porém, não se pode definir que um teleósteo é apenas r ou K estrategista, sendo mais usual o termo “*continuum*” r-K, ou seja, é mais presente uma forma de estratégia reprodutiva ao longo de sua vida (VAZZOLER, 1996).

Entretanto, as variações nas condições de um ambiente determinam mudanças em alguma(s) característica(s) da estratégia, de modo que, esta venha a ser bem sucedida. Essas características, variáveis, são as táticas reprodutivas. O grau de plasticidade entre elas é diferente, sendo que algumas táticas exibem ampla gama de variação, enquanto em outras esta amplitude é mais restrita (VAZZOLER, 1996).

Em geral, as flutuações das populações são equilibradas quando se emprega algum tipo de cuidado com a prole, desde a postura dos ovos até atingir a idade de juvenil (VAZZOLER, 1996). O cuidado parental mantém um alto nível de oxigênio ao redor dos embriões, e afasta os mortos ou moribundos dos demais (MOYLE and CECH-JR, 2000).

Em algumas espécies de peixes guardadoras de ovos, os machos geralmente, apresentam comportamento territorial. Uma característica destes peixes é o comportamento de corte, e podem ainda ser classificados como construtores de ninhos. Para ambos os sexos, a idade da primeira reprodução depende principalmente do ambiente onde eles vivem, assim como a natureza da população deles mesmos (MOYLE and CECH-JR, 2000).

Peixes guardadores de ovos mantêm este cuidado desde o desenvolvimento embrionário até a eclosão das larvas e, freqüentemente, até um estágio larval avançado. Neste tipo de peixe, a relação entre fecundidade e fertilidade mantém-se obscura, devido ao número de juvenis nos quais os pais conseguem efetivamente proteger (MOYLE and CECH-JR, 2000).

A grande variedade de estratégias e táticas de ciclo de vida nos teleósteos, permitiu sua adaptação a ambientes nos quais tanto as condições bióticas (disponibilidade de alimento e pressão de predação); quanto as abióticas (temperatura, fotoperíodo, oxigênio disponível) entre outros, variam amplamente no espaço e no tempo (VAZZOLER, 1996).

1.1.2 Família Cichlidae

Os Ciclídeos distribuem-se por toda a região Neotropical e África equatorial, possuem a linha lateral interrompida (BRITSKI, 1972; NELSON, 1994), nadadeira dorsal com mais de 10 espinhos ósseos e anal com 3 espinhos ou mais, pungentes em ambas as nadadeiras (BRITSKI, 1972; SANTOS, 1981).

A Família Cichlidae habita águas continentais e salobras da América do Sul e Central (algumas espécies ocorrem até o norte do Estado do Texas, EUA), Índia Ocidental e próximo ao litoral, África, Madagascar, Israel, Síria, e Sri Lanka. Possuem uma única narina de cada lado; linha lateral interrompida, com o número de escamas variando entre 30 e 50. Na nadadeira dorsal possuem entre 7 a 25 espinhos pungentes e de 5 a 30 raios moles, e na anal de 3 a 15 espinhos pungentes e de 4 a 15 raios moles (NELSON, 1994).

Todos os ciclídeos apresentam cuidado parental, mas em alguns casos, o casal cuida dos ovos e larvas, sendo que, esse comportamento é mais observado em fêmeas (BAERENDS and BAERENDS VAN-ROON, 1950; BREDER and ROSEN, 1966; FRYER and ILES, 1972; KEENLEYSIDE, 1991). Existem dois tipos distintos de ciclídeos com cuidados parentais: os

guardadores orais and e os depositores em abrigos ou substratos (MORLEY and BALSHINE, 2003). Os ciclídeos guardadores apresentam comportamentos de corte elaborados, territorialidade, e algumas espécies cuidam dos ovos e das larvas (VAZZOLER, 1996).

Na família Cichlidae, em alguns casos, as fêmeas cuidam da desova (SMITH GRAYTON and KEENLEYSIDE, 1978; MROWKA, 1982; TOWNSHEND and WOOTTON, 1985), guardando e protegendo os ovos e as larvas recém-eclodidas, enquanto os machos defendem o território (BARLOW, 1974; DUPUIS and KEENLEYSIDE, 1982; ITZKOWITZ, 1984, 1985; ROGERS, 1988; LAVERY and KEENLEYSIDE, 1990; LAVERY and REEBS, 1994; ANNET *et al.*, 1999).

Os peixes da Família Cichlidae possuem caracteres sexuais secundários (machos mais coloridos e de vários padrões, estruturalmente pouco diferentes das fêmeas); acasalamento em pares ou mais de um parceiro; em locais como lagoas, riachos correntes, estuários; com ovoposição dos ovos em rochas, plantas, areia, abrigos naturais ou confeccionados pelo casal ou por um deles e com ovos demersais adesivos (com ou sem filamentos adesivos). O grau de cuidado que os pais dispensam à prole, associado a outras características como o ambiente selecionado para deposição dos ovos, determina o estilo reprodutivo (VAZZOLER, 1996).

O pH pode manipular a proporção sexual das desovas de alguns ciclídeos. A produção de um único sexo nas desovas pela manipulação do pH pode ser útil na aquicultura de peixes ornamentais (RUBIN, 1985).

1.1.3 Gênero *Apistogramma*

Apistogramma cacatuoides descrito pelo ictiólogo alemão Hoedeman, em 1951, é um peixe teleósteo dulcícola, pertence à Família Cichlidae, possui pequeno tamanho com corpo alongado (FREY, 1961), medindo entre 5,0 e 9,0 cm de comprimento em peixes adultos (GLASER and GLASER, 1996).

A distribuição geográfica das espécies de *Apistogramma* compreende ecossistemas lóticos e lênticos do Alto Amazonas (Brasil, Peru e Colômbia) (FREY, 1961; GOLDSTEIN, 1988; MAYLAND and BORK, 2001). No Brasil, *A. cacatuoides* é encontrado à extremo oeste do Estado do Amazonas, próximo às cidades de Tabatinga e Benjamin Constant (MAYLAND and BORK, 2001). *A. cacatuoides* é coletado tanto nas águas claras quanto em águas ricas em materiais suspensos, e possui como parentes mais próximos *A. juruensis* e *A. luelingi* (KULLANDER, 1986).

O número de espécies de *Apistogramma* torna este gênero um dos mais ricos da família Cichlidae. Este gênero compreende sub-grupos, em cada caso contendo espécies aparentemente descendentes de um mesmo ancestral monofilético/comum (MAYLAND and BORK, 2001). Atualmente existem 65 espécies do gênero *Apistogramma* descritas (AGBAYANI, 2007).

Crítérios importantes para a identificação das espécies de *Apistogramma* são o comprimento do rostro, a forma da nadadeira caudal e a presença ou a ausência de raios filamentosos alongados na nadadeira dorsal. Existe um problema à respeito da identificação de espécies caracterizadas por uma série de linhas onduladas na porção inferior do corpo, pois, muitas espécies as possuem (GOLDSTEIN, 1988).

Machos acima de 3,0 cm apresentam prolongamentos filamentosos nas nadadeiras dorsal e caudal, e as fêmeas possuem a nadadeira caudal truncada. Na região abdominal observa-se um tipo de dimorfismo entre os sexos. Nos machos ocorrem três faixas escuras laterais na região abdominal, estendendo-se da região ventral até o pedúnculo caudal. As fêmeas possuem um ocelo arredondado na região central abdominal e apenas duas listras distintas, ambas iniciando-se na axila peitoral e estendendo-se até o pedúnculo caudal (KULLANDER, 1986).

Os machos do gênero *Apistogramma* possuem lábios bem desenvolvidos e nadadeira dorsal e caudal com filamentos nos primeiros raios

(MAYLAND and BORK, 2001). As espécies de *Apistogramma* tem sua coloração melhorada através da reprodução de indivíduos selecionados e mais coloridos (RICHTER, 1988).

A formação dos casais de *Apistogramma* para reprodução deve ser realizada em um aquário contendo juvenis, onde os próprios peixes encontram seus parceiros ideais durante seu desenvolvimento (FREY, 1961). Posteriormente, o casal deve ser mantido sozinho no aquário, onde recria-se as condições ambientais do habitat natural da espécie (GOLDSTEIN, 1988).

A. cacatuoides deposita seus ovos em abrigos. A fêmea cuida dos ovos (espécie guardadora) e o macho é responsável pelo território (FREY, 1961; MAYLAND and BORK, 2001). Segundo ALVES *et al.*, (2004 a) a fêmea transfere os ovos para um ninho que ela constrói logo abaixo do abrigo, na areia do aquário, com cerca de 1,0 centímetro de diâmetro, em um período de 10 a 36 horas, antes que as larvas tornem-se livre-natantes. Os ovos possuem formato alongado, com grande quantidade de vitelo de cor laranja escuro, pequeno espaço perivitelínico e um córion transparente. A embriogênese é caracterizada por três etapas: clivagem, embrião e larva (ALVES *et al.*, 2004 b). Os peixes do gênero *Apistogramma* apresentam durante a reprodução comportamentos elaborados (FREY, 1961).

O sexo da progênie das espécies de *Apistogramma* não é determinado no momento da sua concepção, podendo sofrer alterações na proporção sexual em um período até 35 dias pós-desova. O efeito da interação pH-temperatura sobre as larvas de algumas espécies de *Apistogramma* é ativo durante as primeiras 800 horas do desenvolvimento, sendo portanto, fatores determinantes na proporção entre os sexos da espécie (RÖMER and BEISENHERZ, 1996).

1.1.4 Habitat do gênero *Apistogramma*

A química hidrológica da Bacia Amazônica é amplamente controlada pelas montanhas da Cordilheira dos Andes. Devido a grande precipitação, geologia complexa e ao alto relevo, os Andes fornecem a maioria dos minerais e nutrientes aos rios que abastecem a região (GOUDING, 1980).

A Bacia Amazônica superior é caracterizada por rios com nascentes nos Andes. Devido a natureza do ambiente Andino, às vezes os rios possuem águas claras ou ricas em sedimentos em suspensão. Isso é consequência de deslizamentos de terra que ocorrem freqüentemente, apesar da existência de vegetação protetora. Nas planícies dos rios dentro da floresta, lagos marginais são formados. Os sedimentos leves alcançam o Rio Amazonas, cuja água possui tonalidade amarelada (VAL and ALMEIDA-VAL, 1995).

Estes rios possuem águas diferentes das encontradas na Amazônia central, devido aos minerais que são carregados por rios tributários vindos dos Andes que alimentam o sistema do alto Amazonas. Em alguns rios a água possui pH alcalino por volta de 7,6 (MAYLAND and BORK, 2001).

Três tipos básicos de água ocorrem na Amazônia: turvas, vindas dos Andes, com grandes quantidades de silte e materiais em suspensão, adquirindo uma coloração barrenta; escuras, com ácidos húmicos e compostos químicos de plantas decompostas pela inundação; e claras, que apesar de virem de solos pobres, possuem altas concentrações de minerais, porém, menos compostos de ácidos húmicos e outros componentes encontrados nas águas escuras (VAL and ALMEIDA-VAL, 1995).

Estes tipos de água conferem diferentes características físicas, químicas e biológicas aos corpos d'água. Altos valores de pH em águas turvas sugerem sua alta capacidade tampão quando comparadas às águas escuras e claras. Tais parâmetros são influenciados pela oscilação dos níveis das águas da Bacia (VAL and ALMEIDA-VAL, 1995).

As temperaturas das águas amazônicas são constantes, variando de $29,0\pm 1,0^{\circ}\text{C}$ no Rio Solimões, até $30,0\pm 1,0^{\circ}\text{C}$ no Rio Negro, com variações diurnas. Alguns lagos amazônicos possuem águas pobres em nutrientes abastecidos apenas pelas chuvas (VAL and ALMEIDA-VAL, 1995).

Estas condições produzem uma fauna e flora específica e muito adaptada a sobreviver às flutuações sazonais. Estes lagos, entretanto, tem recebido pouca atenção dos pesquisadores. As flutuações sazonais dos níveis de água induzem o aparecimento e o desaparecimento de várias formações incluindo: igarapés, praias e igapós (VAL and ALMEIDA-VAL, 1995).

Os lagos de várzea fornecem mais de 90% do total dos peixes capturados da pesca interior Amazônica. A água corrente que deixa os Andes precisa de três meses ou mais para chegar no estuário amazônico. As recentes modificações causadas pelo homem na região amazônica são: poluição, aumento do uso dos recursos naturais renováveis e não renováveis, migrações populacionais, assoreamento dos corpos d'água e represamento de rios (VAL and ALMEIDA-VAL, 1995).

Na região amazônica, qualquer mudança ambiental afeta o sistema aquático, como exemplo, a derrubada de árvores, que tem efeito direto na biologia dos peixes, hidroelétricas, contaminação por mercúrio e a exploração de petróleo ameaçam a região (VAL and ALMEIDA-VAL, 1995).

Por habitar uma região em que as águas sofrem constantes variações, os peixes do gênero *Apistogramma* tornaram-se mais adaptados e resistentes, tendo facilitado a reprodução em cativeiro e conseqüentemente, o aumento do seu colorido, obtido através de seleções (MAYLAND and BORK, 2001).

1.1.5 Qualidade da Água

A qualidade da água para criação de peixes baseia-se em valores de pH entre 6,5 a 8,0 que são adequados à produção de peixes de valor comercial, valores abaixo ou acima desta faixa podem prejudicar o crescimento e a

reprodução, e em condições extremas podem causar a morte dos peixes. A alcalinidade total está diretamente ligada à capacidade da água em manter seu equilíbrio ácido-básico (poder tampão da água), águas com alcalinidade totais inferiores a 20 mg CaCO₃ /litro apresentam reduzido poder tampão e podem apresentar significativas flutuações diárias nos valores de pH, em função dos processos fotossintéticos e respiratórios do sistema aquático (KUBITZA, 1999).

1.1.6 Piscicultura

Os primeiros registros da piscicultura ornamental datam entre os anos 384 e 322 a.C., quando o filósofo grego Aristóteles descreveu e coletou alguns exemplares de peixes existentes no Mar Egeu. Na América do Sul são cerca de 3000 espécies de peixes tropicais dulcícolas que possuem no padrão de colorido o desejável pelo comércio dos peixes ornamentais (LIMA *et al.*, 2001).

As tecnologias adotadas para a produção de espécies de peixes ornamentais no Brasil são contraditórias, e coexistem piscicultores tecnicamente capacitados ao lado de outros que adotam métodos rudimentares (LIMA *et al.*, 2001).

Grande parte dos produtores de peixes ornamentais estão no ambiente urbano. As espécies mais cultivadas geralmente são aquelas que necessitam de pouca técnica de manejo, e em geral, muito prolíficas. Como apresentam pouco melhoramento genético e, em alguns casos, se assemelham aos exemplares selvagens, não alcançam bons preços no mercado, sendo consideradas de baixa qualidade e destinados ao abastecimento do mercado interno (VIDAL-JÚNIOR, 2003).

Espécies de linhagens selecionadas ainda são importadas para abastecer o mercado nacional, pois, o aqüicultor brasileiro não dispõe de tecnologia para sua reprodução induzida (VIDAL-JÚNIOR, 2002).

As etapas de produção de alevinos e engorda geralmente são feitas pelo mesmo produtor. A oferta de várias espécies de peixes ornamentais no mercado interno é inferior à demanda. Existe pouco interesse dos produtores em desenvolver técnicas de criação de peixes ornamentais nativos. A produção de peixes ornamentais no Brasil está tecnicamente atrasada em relação aos principais países produtores, principalmente pela falta de técnicos que possam orientá-la quanto à utilização das tecnologias de criação já disponíveis (VIDAL-JÚNIOR, 2003).

A venda dos peixes para lojas especializadas, onde o preço é mais compensador, está condicionada a um suprimento regular e a um grande número de espécies (VIDAL-JÚNIOR, 2003).

O IBAMA através de sua portaria nº 62-N, de 10 de Junho de 1992, permite que 180 espécies de peixes sejam exploradas comercialmente como ornamentais. Muitas destas espécies são endêmicas e estão altamente vulneráveis ao desaparecimento em função da ausência de estudos sobre sua reprodução em cativeiro (LIMA *et al.*, 2001).

Para a exploração racional das espécies de peixes ornamentais da região amazônica há necessidade de criação de uma política de manejo de estoques, e de alternativas que permitam o uso sustentável em equilíbrio com a preservação do patrimônio genético das espécies. Porém, para manter os estoques e a produtividade destas populações, também é imprescindível conhecer a estrutura e o funcionamento da sua cadeia trófica, e conservar os elementos essenciais para sua integridade. Atualmente, o Brasil gera cerca de US\$ 3 milhões por ano com as vendas dos peixes ornamentais da água doce, e 80% destes são extraídos das planícies e florestas inundáveis da região média da bacia do Rio Negro, no Estado do Amazonas (CHAO, 2003).

O comércio mundial de peixes ornamentais propicia o sustento de alguns milhões de pessoas. Em algumas comunidades ao longo do Rio Negro, a captura de peixes ornamentais contribui com 60% da renda local. Ao partirmos para uma produção comercial em grande escala, o custo desta

atividade passa a ser relativamente alto, exigindo disponibilidade de tempo e, acima de tudo, capacidade técnica e muitas horas de dedicação (LIMA *et al.*, 2001).

O mercado de peixe ornamental enfrenta desafios que incluem a redução de perdas pós-colheita, renda adequada para os coletores, obtenção de informações fidedignas sobre taxas sustentáveis de colheita e espécies em vulnerabilidade. A piscicultura ornamental crescerá, mediante a implementação de projetos científicos adequados, visando principalmente espécies nativas que apresentem diminuição nos estoques naturais, minimizando assim a pressão do extrativismo (LIMA *et al.*, 2001).

1.1.7 Desenvolvimento Larval

Os primeiros estudos sobre ovos e larvas de peixes ocorreram no século XX, com espécies marinhas e o principal objetivo era entender o ciclo de vida. As espécies dulcícolas ainda são pouco estudadas e as descrições morfológicas destas larvas encontram-se em publicações com descrições muitas vezes incompletas. Os estudos sobre o desenvolvimento dos ovos e larvas de peixes brasileiros são importantes para o melhoramento da piscicultura nacional, principalmente, devido sua diversidade de espécies (NAKATANI, 2001).

Alguns estudos sobre o desenvolvimento inicial tratam sobre embriologia e ontogenia tardia, morfologia funcional das estruturas larvais, taxonomia, sistemática e ecologia de ovos e larvas. Entretanto, é necessário se dividir o desenvolvimento inicial baseado nos processos e eventos que ocorram ao longo do crescimento da larva. A variedade de padrões de desenvolvimento devem ser reconhecidas e as definições aplicadas ao máximo de padrões possíveis. Portanto, os estágios devem ser baseados em características amplas e importantes do desenvolvimento e devem ser significativos à vida do peixe, tanto em morfologia como em funcionalidade. O término dos estágios deve ser facilmente observado e nitidamente definido (KENDALL *et al.*, 1984).

Grande parte dos peixes dulcícolas depositam ovos demersais, que são geralmente maiores que 1 mm. Ovos demersais freqüentemente são adesivos, sendo depositados em ninhos, e o cuidado parental, que às vezes pode estender-se até estágios de desenvolvimento avançados, é observado em várias espécies de peixes, como em ciclídeos (KENDALL *et al.*, 1984).

Em geral, as estruturas básicas dos ovos consistem de um córion, espaço perivitelínico e embrião com vitelo. Os ovos dos teleósteos são telolécitos com a massa vitelínica separada do embrião. Para a identificação de ovos são utilizados: a origem, tamanho e espessura da membrana que protege o ovo (que podem ser esféricos ou elipsoidais, pelágicos ou demersais), o espaço entre a membrana e a massa vitelínica (espaço perivitelínico) que pode variar em largura, o vitelo pode ser segmentado ou homogêneo (como na maioria dos teleósteos) a coloração varia entre transparente, opaco ou pigmentado (melanina) e os padrões da circulação vitelínica são às vezes visíveis no saco vitelino (KENDALL *et al.*, 1984, RICHARDS, 2006).

O desenvolvimento dos ovos dos teleósteos começa com sucessivas divisões celulares, formando um maciço celular no vitelo (chamado de blastodisco). A clivagem destas células continua resultando em células cada vez menores que geram o espessamento do anel germinativo. Na membrana embrionária, uma massa espessa do anel germinativo indica o futuro eixo longitudinal do embrião. Ovos demersais geralmente são maiores que 1 mm e desenvolvem sistema circulatório vitelínico. O processo de desenvolvimento continua e as vesículas ópticas, lóbulos cerebrais e os miômeros adquirem forma e ocorre o fechamento do blastóporo. A cauda rompe a membrana vitelínica, alonga-se e surgem o intestino, coração e outros órgãos. A pigmentação pode surgir ao longo da crista neural que inicia a migração para locais específicos. As nadadeiras primordiais medianas surgem e outras estruturas continuam a se diferenciar. Os caracteres principais utilizados na conexão a estágios avançados de desenvolvimento são o número de miômeros e o padrão de pigmentação, que podem ser os mesmos desde os estágios iniciais após a eclosão do embrião (RICHARDS, 2006).

1.1.7.1 Estágios do Desenvolvimento

Estágio larval saco vitelino

Larvas provenientes de ovos contendo grande quantidade de vitelo são mais desenvolvidas no momento da eclosão e este estágio é caracterizado pela presença do saco vitelino ou resquícios deste. Estas larvas geralmente possuem olhos sem pigmento, bocas não formadas, botões das nadadeiras peitorais, frágeis nadadeiras primordiais e fraca habilidade natatória. A propulsão das larvas com saco vitelino depende da nadadeira primordial mediana, que inicia-se acima da cabeça, segue em volta da ponta da notocorda e continua para frente, até a margem posterior do saco vitelino (KENDALL *et al.*, 1984, RICHARDS, 2006).

O estágio crítico da larva com saco vitelino é caracterizado quando os pigmentos iniciam a migração pelo corpo, unindo-se em grupos, geralmente, partindo da região da crista neural dirigindo-se para os flancos, até a margem ventral. Concentrações de pigmentos nas regiões do intestino e coração estão provavelmente relacionadas com a necessidade de camuflar estas áreas (que contém grande quantidade de sangue), até estágios mais avançados de desenvolvimento (KENDALL *et al.*, 1984, RICHARDS, 2006).

O término do estágio larval com saco vitelino é caracterizado pela utilização do vitelo, desenvolvimento de órgãos funcionais, pigmentação dos olhos, boca funcional com habilidade para alimentar-se, abertura do ânus, desenvolvimento das nadadeiras na porção mediana da nadadeira primordial e o surgimento das nadadeiras peitorais primordiais (KENDALL *et al.*, 1984, RICHARDS, 2006).

Estágio larval

As larvas estão no primeiro estágio e são mais facilmente identificadas em níveis taxonômicos e podem ter sua idade melhor estimada através dos anéis de crescimento presentes nos otólitos. O estágio larval é dividido em três

fases: pré-flexão, flexão e pós-flexão, baseadas na diminuição da flexão da seção terminal da notocorda durante o desenvolvimento da nadadeira caudal (KENDALL *et al.*, 1984, RICHARDS, 2006).

Na fase da pré-flexão a seção terminal da notocorda é vertical e as estruturas da nadadeira caudal estão se formando na parte ventral da notocorda. A nadadeira caudal homocerca é geralmente a primeira nadadeira formada, sendo utilizada como um caracter importante na identificação das larvas (RICHARDS, 2006).

Na fase da flexão a notocorda começa a curvar-se para cima assim que, os raios de suporte da nadadeira desenvolvem-se acima da notocorda. As primeiras estruturas a surgirem abaixo da notocorda são os elementos hipural e parahipural que formam a estrutura em “V”, a qual os raios da nadadeira caudal são aderidos. O desenvolvimento continua e as estruturas cartilagosas da notocorda (elementos hipural e parahipural) aumentam de espessura, e a notocorda curva-se para cima, tornando-se ossificada, suportando a vértebra. Quando a flexão está completa os raios medianos da nadadeira caudal estão paralelos com o eixo do corpo e os elementos hipurais da extremidade posterior estão verticais (RICHARDS, 2006).

Na fase da pós-flexão os raios da nadadeira ventral e seus elementos de suporte não estão completamente desenvolvidos, e a fase termina com o início da transformação para a fase juvenil. Esse desenvolvimento é um processo dinâmico com mudanças em diferentes momentos e locais, por isso, não é um processo estático por apresentar eventos bem definidos para todas as espécies (RICHARDS, 2006).

Estágio de transformação

Este é um estágio de transição entre os estágios larval e juvenil, representado por uma mudança do corpo que possui características de larva e passa a ter o aspecto do peixe adulto. Características relacionadas com o crescimento dos ossos e da musculatura freqüentemente envolvem mudanças

no sistema digestivo, como o desenvolvimento do estômago e de outros órgãos. A pele torna-se espessa e a pigmentação juvenil inicia-se. A pele modifica-se iniciando a formação das escamas, sendo uma característica que define o estágio juvenil em espécies que possuem escamas. O desenvolvimento das nadadeiras alcança um ponto onde são completamente visíveis os elementos dos adultos. Os olhos assumem a proporção dos encontrados no adulto e os olhos ovais ou elípticos tornam-se arredondados. O comportamento e o habitat que ocupam podem modificar-se em algumas espécies (KENDALL *et al.*, 1984, RICHARDS, 2006).

Estágio juvenil

É reconhecido como um adulto antes da reprodução, com os elementos dos raios das nadadeiras e escamas morfológicamente similares ao adulto (KENDALL *et al.*, 1984, RICHARDS, 2006).

1.1.7.2 Caracteres Utilizados na Identificação das Larvas

Cada espécie possui um padrão próprio de pigmentação, como número, posição, localização, formato e tamanho dos grupos de melanóforos. No estágio larval esse padrão é muito utilizado para a classificação taxonômica das larvas, entretanto, ocorrem problemas com a utilização apenas destes padrões de pigmentação, como a distribuição generalizada de alguns padrões e o variável estado dos melanóforos, que podem estar contraídos no momento da visualização. A localização e tamanho destes pigmentos são geneticamente determinados (KENDALL *et al.*, 1984).

A presença, ausência, seqüência de formação e padrões celulares de pigmentação nas larvas são muito importantes e fáceis de se observar. Os pigmentos mais utilizados no estudo de larvas são os melanóforos e eritróforos. Células de pigmentação expandem, contraem e movem-se, sendo encontradas em qualquer lugar do corpo, podendo estar na superfície da pele, sobre a pele ou em camadas mais profundas. As células de pigmentação envolvem um

conjunto de inúmeras outras células de pequeno tamanho, que podem estar concentradas em um pequeno local ou espalhadas em formato dendrítico (RICHARDS, 2006).

O tamanho do corpo das larvas em diferentes estágios de desenvolvimento pode ser modificado por estímulos ambientais, como temperatura ou alimento mas, primeiramente, é geneticamente determinado. Alguns Perciformes possuem espinhos nos ossos da região supraoccipital. As nadadeiras são bastante variadas e seu desenvolvimento possui uma seqüência de formação e movimentação e, em alguns casos, o desaparecimento ou perda de algumas nadadeiras ou raios. O formato da nadadeira primordial, a presença ou ausência de nadadeira primordial préanal e o formato da base da nadadeira peitoral são caracteres que podem auxiliar na identificação das larvas nos níveis de Família e Gênero. Os ossos podem apresentar perdas ou fusões ao logo do estágio larval (KENDALL *et al.*, 1984).

Os caracteres merísticos são muito importantes na identificação das larvas. A primeira identificação para qualquer larva é a contagem dos miômeros. A relação das nadadeiras medianas com os miômeros podem ser bons caracteres, mas as posições destas nadadeiras podem mudar de acordo com o crescimento da larva. A contagem dos raios das nadadeiras é tão importante quanto à dos miômeros. Nas nadadeiras medianas (caudal, dorsal e anal) a contagem ocorre sem problemas se os elementos das nadadeiras estiverem bem formados, entretanto, para uma melhor contagem é necessário o clareamento e tingimento dos raios das nadadeiras. A ordem de surgimento das nadadeiras e a seqüência de surgimento dos elementos das nadadeiras são importantes e geralmente os raios da nadadeira caudal são os primeiros a surgir devido à importância desta nadadeira para a natação. Outros caracteres merísticos importantes para a identificação são o número de vértebras, o número de arcos branquiais, o número de dentes, entre outros. As estruturas internas podem ser difíceis na identificação das larvas e o intestino apresenta grande variação de formatos, como: alongados, estreitos, ondulados, saculares e volumosos (RICHARDS, 2006).

Os caracteres morfométricos auxiliam na identificação das larvas e a medida mais importante é o comprimento do peixe, e em determinadas fases do desenvolvimento existem locais específicos para a medição. Muitas características do desenvolvimento estão ligadas à medida do comprimento. O tamanho no momento da eclosão é de geralmente 3 a 5 vezes o diâmetro do ovo e muitas larvas em pré-flexão possuem de 3 a 6 mm de comprimento da notocorda no momento da primeira alimentação exógena (RICHARDS, 2006).

2. MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Local e Período dos Experimentos

O experimento foi realizado nos laboratórios localizados na sede do Instituto de Pesca - APTA/SAA, em São Paulo, no período de maio de 2003 a junho de 2006. O laboratório onde foram instalados os aquários foi climatizado com 14 horas de luz (500 lux) e temperatura do ar de $27,0\pm 1^{\circ}\text{C}$ (Figura 1).

2.2 Preparação e Manejo dos Aquários

Foram utilizados aquários contendo 40 litros (Fase1) e 20 litros (Fase 2). Em cada aquário foi montado um filtro biológico interno de fundo, com uma camada de 5 a 7 centímetros de areia comum de construção, previamente lavada, sobre placas de plástico próprias para a construção do filtro biológico. A areia e as placas foram separadas por uma tela de nylon. Foi utilizada água proveniente do sistema de abastecimento público, permanecendo em repouso antes do uso por um período mínimo de sete dias. A água dos aquários permaneceram sem peixe, por um período de 10 dias, para estabilização do sistema de filtração biológica, com aeração constante e, por isso, o teor de oxigênio dissolvido permaneceu próximo do ponto de saturação. A cada 15 dias 1/3 da água dos aquários foi renovada e, uma vez por semana, os detritos acumulados no fundo dos aquários foram retirados por sifonagem. A água de reposição foi mantida em uma caixa plástica com aeração constante, onde parte do cloro se manteve oxidado. Antes de cada troca de água, foram realizadas as análises químicas. As informações sobre a montagem dos aquários e as condições ambientais como temperatura, iluminação, entre outros, foram obtidas em FREY (1961), KULLANDER (1986), GOLDSTEIN (1988), RICHTER (1988), LILLIEDOL (2000), MAYLAND and BORK (2001) e ELSON (2003).



Figura 1. Laboratório do Centro de Pesquisa e Desenvolvimento de Peixes Ornamentais do Instituto de Pesca, onde o experimento foi conduzido.

2.3 Aquisição e Aclimação das Matrizes

Foram adquiridos 28 exemplares (14 casais) de *Apistogramma cactuoides* com aproximadamente 4 cm de comprimento (Figura 2), de dois piscicultores, um em Ribeirão Pires - SP e outro em Itanhaém – SP. A identificação da espécie foi verificada por padrões de colorido característicos da região ventral dos peixes, de acordo com KULLANDER (1986).

No dia em que os peixes foram transferidos para o laboratório, os mesmos permaneceram dentro de sacos plásticos, que foram mergulhados na água dos aquários por 20 minutos, evitando-se o choque térmico. Em seguida, a água do aquário era adicionada ao saco plástico aos poucos, por mais ou menos 15 minutos, evitando-se o choque osmótico. Estes cuidados são empregados para minimizar o estresse dos animais, melhorando a aclimação (SANTOS, 1981).



Figura 2. Reprodutores de *A. cactuoides* utilizados no experimento: a) macho e b) fêmea.

2.4 Alimentação

Os reprodutores vindos dos criadores foram alimentados duas vezes ao dia: adultos de *Artemia* sp e, ração peletizada para ciclídeos ornamentais com 46% de proteína bruta (PB).

As larvas foram alimentadas duas vezes ao dia, com náuplios de *Artemia* sp recém-eclodidos, até o 15º dia de vida. Em seguida foram alimentadas com ração farelada para peixes carnívoros, com 36% de PB e, ração peletizada para ciclídeos ornamentais com 46% de PB.

Os juvenis de *A. cactuoides* foram alimentados com ração farelada para peixes carnívoros, com 36% de PB e, duas vezes por semana com náuplios de *Artemia* sp.

Todos os alimentos foram oferecidos *ad libitum*, em pequenas porções, que era consumida em poucos minutos, tendo boa aceitação, não havendo necessidade de um treinamento alimentar específico.

Os procedimentos empregados para a alimentação dos adultos, larvas e juvenis foram obtidos em FREY (1961), GOLDSTEIN (1988), RICHTER (1988), MAYLAND and BORK (2001), e LILLIEDOL (2002).

2.5 Fase 1 (Reprodução)

A partir das desovas obtidas com as matrizes adquiridas de dois diferentes criadores, mantiveram-se separadamente os lotes de larvas de cada região por quatro meses, onde podia-se perceber o dimorfismo entre os sexos. Posteriormente, foi selecionado um indivíduo de cada lote, para se evitar o cruzamento entre irmãos e, foram formados 12 casais com a mesma idade, utilizados como reprodutores.

Os novos casais foram mantidos em aquários de vidro (50X25X35 cm), contendo 40 litros de água, aerada constantemente e, com temperatura da água de $27,0 \pm 1,0^{\circ}\text{C}$ (Figura 3), e um sistema de filtro biológico interno. Nos aquários dos reprodutores foram colocados 2 tubos de PVC de 3 polegadas, cortados longitudinalmente, com 15 centímetros de comprimento para constituírem os abrigos para a postura dos ovos. Diariamente, os aquários e os abrigos foram observados à procura de desovas. Em caso afirmativo, o abrigo foi retirado do local e, fotografado com uma câmera digital, para contagem do número de ovos, e em seguida, recolocado no mesmo local (Figura 4).

Durante o período de inverno, os aquários receberam aquecimento adicional através de aquecedores (40 Watts) acoplados a termostatos, para aumentar a temperatura da água. Entre os aquários foi colocado um pedaço de papel pardo, para que não houvesse contato visual entre os peixes. Plantas aquáticas (samambaia d' água - *Ceratopteris thalictroides*) foram colocadas em alguns aquários para fornecer refúgio ou abrigo aos peixes. As informações sobre a montagem dos aquários para a reprodução foram obtidas em FREY (1961), GOLDSTEIN (1988), RICHTER (1988), MAYLAND and BORK (2001) e ELSON (2003). As táticas reprodutivas da espécie foram registradas através de fotografias realizadas com câmera digital. Os casais da Fase 1 foram acompanhados por aproximadamente 37 meses.

2.6 Fase 2 (Proporção entre os Sexos)

Após 15 dias de eclosão das larvas, estas foram capturadas, com o auxílio de rede, para se realizar a contagem, e em seguida, transferidas para aquários de vidro (35X20X25 cm), contendo 18 litros de água, aerada constantemente e, temperatura mantida a $27,0 \pm 1,0^{\circ}\text{C}$. No fundo dos aquários foi montado um filtro biológico semelhante ao utilizado para a manutenção dos reprodutores (Figura 5).

Os juvenis permaneceram nos aquários de crescimento (Fase 2) entre quatro a sete meses, até que fosse possível a observação do padrão de colorido e o tamanho das nadadeiras, onde pudesse se distinguir os machos das fêmeas, estabelecendo-se a proporção entre os sexos de cada desova. Foram acompanhadas 29 desovas até a fase juvenil, sendo que, em 6 desovas (das 35 obtidas) não foi possível o acompanhamento, devido o comportamento atípico das fêmeas, que devoraram os ovos ou abandonaram as larvas.



Figura 3. Aquários de 40 litros empregados na manutenção dos reprodutores de *A. cactuoides* (Fase 1).



Figura 4. Manipulação do abrigo para que a desova fosse fotografada.



Figura 5. Aquário de 18 litros empregado na manutenção das larvas de *A. cactuoides* (Fase 2).

2.7 Desenvolvimento dos Ovos e Larvas

O desenvolvimento larval foi monitorado até a formação das estruturas e órgãos das larvas de *A. cacatuoides* e, fotografado em uma lupa, modelo Olympus SZH10 acoplada a uma câmera de vídeo Sony CCD Íris (Figura 6). As larvas utilizadas estavam vivas, e foram capturadas ao acaso, em três desovas, de diferentes aquários (no mínimo 3 larvas por aquário), e, devolvidas aos respectivos aquários.

Foi utilizado uma pipeta de plástico para a captura dos ovos e larvas, tomando-se o cuidado para não dispersá-los durante a manipulação. Os ovos foram capturados a partir do 2º dia pós-desova para se verificar o momento exato da eclosão das larvas. Durante as medições as larvas foram mantidas em um béquer de 50 mL (contendo água do próprio aquário onde ocorreu a desova), e visualizadas em lâmina de vidro escavada contendo algumas gotas de água (o suficiente para que as larvas fossem cobertas) e, devolvidas aos respectivos aquários logo após a captura da imagem. Quando necessário as larvas foram manipuladas na lâmina com um pequeno pincel de cerdas macias.

As imagens foram, posteriormente, analisadas e medidas em computador com o auxílio do Programa "Image Pro Plus" (Figura 7). Do 1º ao 5º dia de desenvolvimento larval as observações foram feitas 4 vezes ao dia (às 6:00, 12:00, 18:00 e 24:00 h), do 6º ao 8º dia de desenvolvimento 2 vezes ao dia (às 6:00 e 18:00 h) e, a partir do 10º dia até o 29º dia de desenvolvimento as observações ocorreram uma vez ao dia (às 12:00 h). A caracterização das etapas do desenvolvimento larval foram realizadas de acordo com protocolo obtido em KENDALL *et al.* (1984), NAKATANI *et al.* (2001) e RICHARDS (2006).

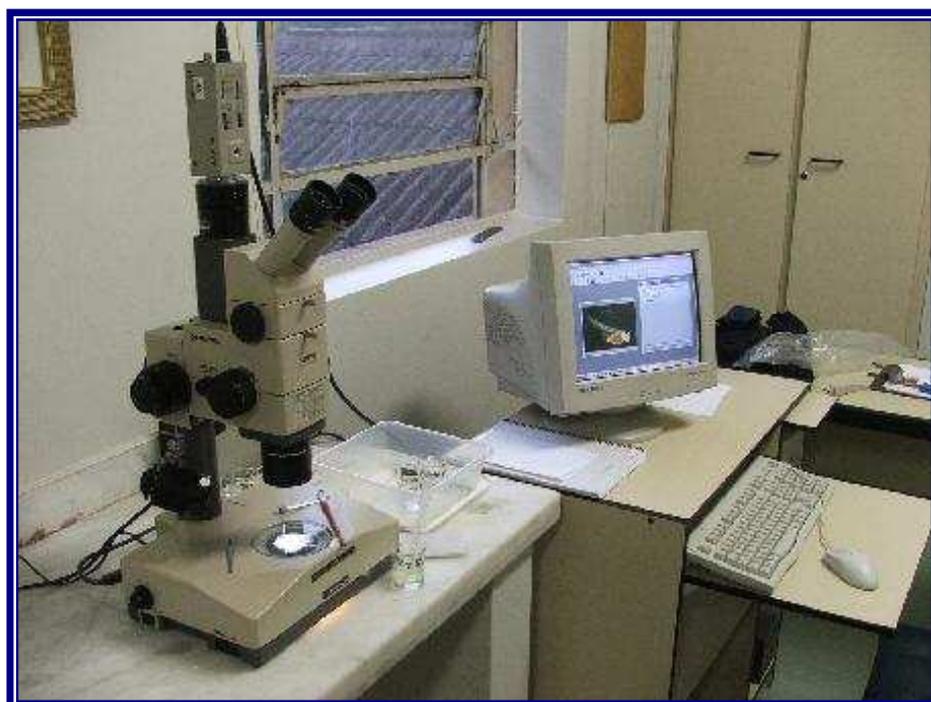


Figura 6. Equipamentos utilizados no acompanhamento do desenvolvimento larval do *A. cacatuoides*.

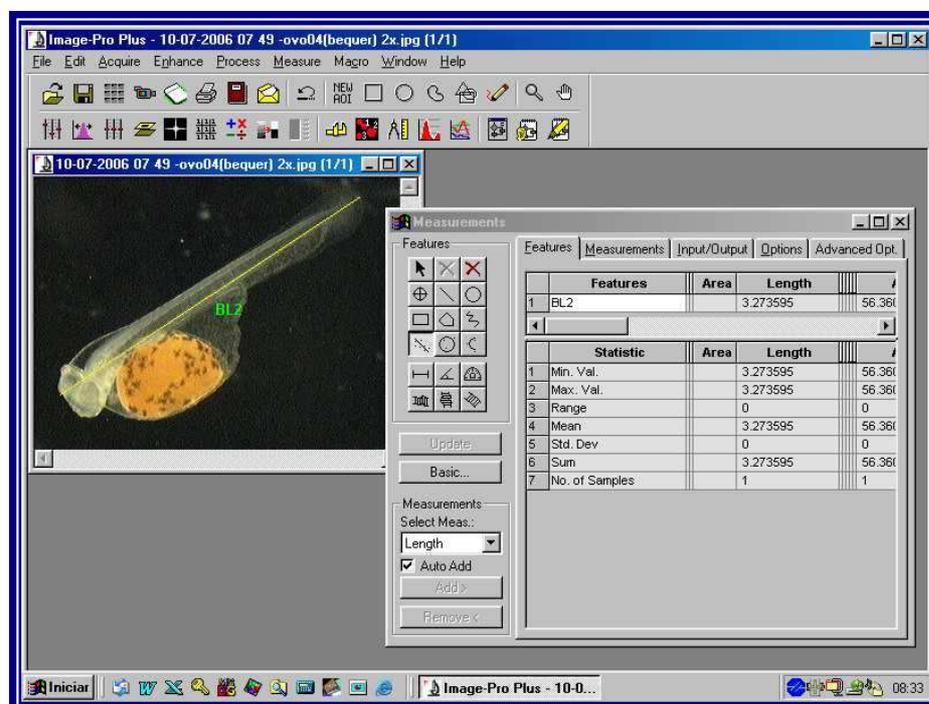


Figura 7. Exemplo de medição de larva de *A. cacatuoides* no programa “Image Pro Plus”.

2.8 Análise dos Parâmetros Físicos e Químicos da Água

Foram checados, diariamente, a temperatura do ar, da água de reposição, e da água dos aquários mantidos nos laboratórios. Semanalmente, foram realizadas análises da água dos aquários, monitorando-se o pH, condutividade elétrica ($\mu\text{S}/\text{cm}$), alcalinidade ($\text{mg CaCO}_3/\text{L}$), cálcio ($\text{mg Ca}^{+2}/\text{L}$) e oxigênio dissolvido ($\text{mg O}_2/\text{L}$). As informações e a metodologia sobre as análises de água foram obtidas em APHA (1998).

As análises do pH foram realizadas com o auxílio de um peagômetro digital (modelo Micronal B 375). As análises da condutividade elétrica da água foram realizadas com o auxílio de um condutivímetro digital (modelo Alphaslab CA 150). As amostras foram colhidas com béqueres numerados e, logo em seguida, o eletrodo foi mergulhado no béquer, sendo feita a leitura.

As análises da alcalinidade da água foram realizadas através do método de titulação com ácido sulfúrico. As amostras foram colhidas com béqueres numerados e, com o auxílio de uma proveta, retirava-se uma amostra de 50 mL sendo depositada em um erlenmeyer de 125 mL. Foram adicionadas 4 gotas de Indicador Misto e a titulação foi feita com solução de Ácido Sulfúrico, até a virada de alaranjado para marrom esverdeado ($\text{pH} = 4,3$). O volume gasto foi anotado e multiplicado pelo fator de correção.

As análises do cálcio da água foram realizadas através do método de titulação com EDTA 0,01 M. As amostras foram colhidas com béqueres numerados, e com o auxílio de uma proveta, retirava-se uma amostra de 50 mL, sendo depositada em um erlenmeyer de 125 mL. Foram adicionados 2 mL de Hidróxido de Sódio 1N, uma pitada de Indicador Murexida e a titulação foi feita com solução de EDTA, até virada de rosa para lilás. O volume gasto foi anotado e multiplicado pelo fator de correção.

As análises do oxigênio dissolvido da água foram realizadas através do método de titulação com tiossulfato padronizado. As amostras foram colhidas com frascos de vidro de cor âmbar de aproximadamente 300 mL previamente

numerados. Adicionaram-se 2 mL da solução 1 (sulfato manganoso) e 2 mL da solução 2 (iodeto alcalino azida). Agitava-se o frasco por alguns segundos e deixava-se em repouso até o surgimento do precipitado. Passados alguns minutos, adiciona-se 4 mL de Ácido Clorídrico 6 N, agitando novamente, até a dissolução do precipitado desaparecer. A amostra adquiria coloração amarela. Com o auxílio de uma proveta, retirava-se uma amostra de 50 mL, sendo depositada em um erlenmeyer de 125 mL. A titulação foi feita com Tiossulfato de Sódio e Solução de Amido até o desaparecimento da cor azul. O volume gasto foi anotado e multiplicado pelo fator de correção.

3. RESULTADOS

3.1 Táticas Reprodutivas

A. cacatuoides apresenta como padrão reprodutivo a corte, onde o macho ao perceber a presença da fêmea abre as nadadeiras, deixando-as evidentes, a dorsal e a caudal que são maiores e mais coloridas. Os movimentos de corte são erráticos, com pequenos espasmos, e o macho às vezes empurra a fêmea com os movimentos do próprio corpo. O padrão de pigmentação se modifica, com tonalidades mais coloridas nas nadadeiras (Figura 8).

A fêmea responde aos estímulos do macho, adquirindo uma coloração mais clara que a normal e, passa a apresentar os mesmos espasmos corporais que o macho. A corte tem duração aproximada de 35 minutos (Figura 9). Caso a fêmea de *A. cacatuoides* adote um padrão de colorido escuro e não responda aos estímulos, o macho pode atacá-la com mordidas pelo corpo, principalmente, nas nadadeiras, e se não forem separados ele pode matá-la. Entretanto, caso a fêmea seja maior que o macho, ocorre o inverso.

Quando o casal está apto a se reproduzir, ambos vão até o local do abrigo e começam a limpá-lo. A seguir, a fêmea encosta o ventre na parte superior do abrigo e libera os óvulos em lotes, que são aderentes e demersais. Em seguida, estes são fertilizados pelo macho que também coloca seu ventre na parte superior do abrigo e, libera o esperma com um rápido movimento de corpo e batimento das nadadeiras, principalmente, a caudal e a anal (Figura 10). Após o término da postura, com duração aproximada de 20 minutos, a fêmea de *A. cacatuoides* cuida sozinha dos ovos (Figura 11). A coloração mais freqüente dos ovos foi róseo escuro.

A fêmea de *A. cacatuoides* durante o cuidado da prole altera o padrão de colorido do corpo que torna-se amarelo-ouro com duas faixas negras (uma que atravessa o corpo no sentido longitudinal, do rostro ao pedúnculo caudal, e outra que, atravessa a cabeça no sentido vertical, do olho ao opérculo) e, as

vezes, aparece um ocelo na porção mediana do corpo. Além da coloração, a fêmea adota também, um comportamento de alerta, nadando com as nadadeiras abertas (Figura 12).

Após a liberação dos ovos e, durante o cuidado com a prole, a fêmea de *A. cacatuoides* rejeita o macho, mantendo-o longe dos ovos com empurrões e perseguições (Figura 13). Em alguns casos, neste experimento, após a fêmea adotar um comportamento agressivo contra o macho, devorou os ovos. Em situações em que os machos foram retirados um dia pós-desova, verificou-se que as fêmeas assumiram comportamento mais calmo e, conseqüentemente, este manejo foi adotado durante o experimento.

Constantemente, a fêmea de *A. cacatuoides* movimenta os ovos através dos batimentos das nadadeiras peitoral, dorsal e caudal (Figura 14). Pode-se observar que, em algumas posturas, a fêmea retira de dentro do abrigo os ovos que caem no fundo do aquário ou que não completaram o desenvolvimento. No 2º ou 3º dia pós-desova, os ovos de *A. cacatuoides* são transferidos para um ninho que a fêmea constrói no substrato abaixo do abrigo, com aproximadamente 1,0 cm de diâmetro, onde ocorre a eclosão das larvas (Figura 15). A fêmea de *A. cacatuoides* captura os ovos e larvas na cavidade oral para limpá-las ou protegê-las, caracterizando-se o comportamento de espécie guardadora com cuidado parental. No 9º dia pós-desova as larvas eclodem, tornando-se livre natantes.

A fêmea quando se sente ameaçada, captura o máximo de larvas possível dentro da cavidade oral e, após alguns segundos, libera-as em outro pequeno ninho dentre os inúmeros que ela constrói no substrato do aquário. Por volta do 10º dia pós-desova as larvas iniciaram a alimentação exógena com náuplios de *Artemia* sp. Em alguns casos, as larvas foram mantidas com a fêmea por mais de um mês e ela continua a cuidar das larvas.



Figura 8. Macho de *A. cacatuoides* dentro do abrigo durante o comportamento de corte.



Figura 9. Fêmea de *A. cacatuoides* dentro do abrigo durante o comportamento de corte.



Figura 10. Fêmea de *A. cacatuoides* liberando os óvulos na parte superior do abrigo, para serem a seguir, fecundados pelo macho.



Figura 11. Fêmea de *A. cacatuoides* cuidando dos ovos.



Figura 12. Fêmea de *A. cactuoides* evidenciando o padrão de colorido e a posição das nadadeiras abertas, após a desova.



Figura 13. Fêmea de *A. cactuoides* rejeitando a presença do macho.



Figura 14. Fêmea de *A. cacatuoides* “oxigenando” os ovos.



Figura 15. Larvas recém-eclodidas de *A. cacatuoides*.

3.2 Idade da Primeira Maturação Gonadal, Número de Posturas e Ovos Liberados

A primeira maturação gonadal ocorreu, em média com $214,7 \pm 30,6$ dias, variando entre 190 e 301 dias (Figura 16), e a média do comprimento padrão e peso dos reprodutores na primeira desova foi de $3,70 \pm 0,28$ cm e $0,93 \pm 0,20$ g para as fêmeas e, de $4,25 \pm 0,49$ cm e $2,16 \pm 0,74$ g para os machos, respectivamente (Figuras 17 e 18).

Na 1ª desova, das 12 fêmeas, cinco apresentaram cuidado com os ovos e larvas, e 7 não cuidaram dos ovos e os devoraram. Destas fêmeas que não cuidaram da prole, em dois casos, os ovos abandonados foram recolhidos com uma pipeta e mantidos em béqueres contendo 50 mL de água. Diariamente a água foi renovada, proveniente do mesmo aquário onde ocorreu a desova. Um dos béqueres continha 60 larvas e todas morreram 5 dias depois da desova, no outro béquer, com 15 larvas, todas sobreviveram e foram transferidas com 9 dias de vida para o aquário de crescimento (Fase 2), onde iniciou-se a alimentação exógena.

Entre as 12 fêmeas, foram obtidas 88 posturas, variando entre 1 e 12 posturas e o número de ovos liberados por fêmea e por desova variou entre 45 e 306 (Figura 19). O total de ovos liberados por fêmea variou de 95 e 1.410, durante os 37 meses de experimento (Figura 20). O intervalo de dias entre cada postura variou entre 27 e 207 dias (Figura 21).

A coloração dos ovos mais observada foi róseo escuro (22 desovas com ovos róseos escuros e 13 desovas com ovos róseos). Ocorreram ovos de colorações branca e vermelho escuro, contudo, nestas tonalidades o desenvolvimento dos ovos não foi observado.

3.3 Sobrevivência Larval

Das 88 posturas apenas 35 apresentaram desenvolvimento. Além disso, em 6 casos a sobrevivência das larvas foi muito reduzida devido ao comportamento atípico das fêmeas que não cuidaram dos ovos ou devoraram as larvas, portanto, estes resultados foram desprezados. A média das 29 desovas consideradas válidas foi de 34% de sobrevivência larval, variando entre 12 e 70% (Tabela 1 e Figura 22).

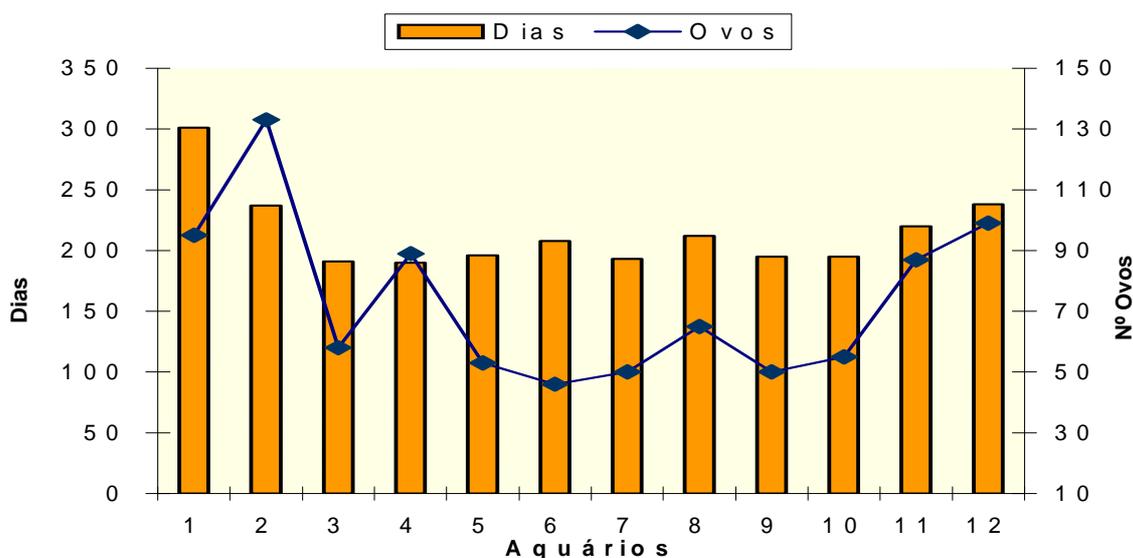


Figura 16. Número de dias e ovos liberados na primeira desova pelas fêmeas reprodutoras de *A. cacatuoides* da Fase 1 do experimento.

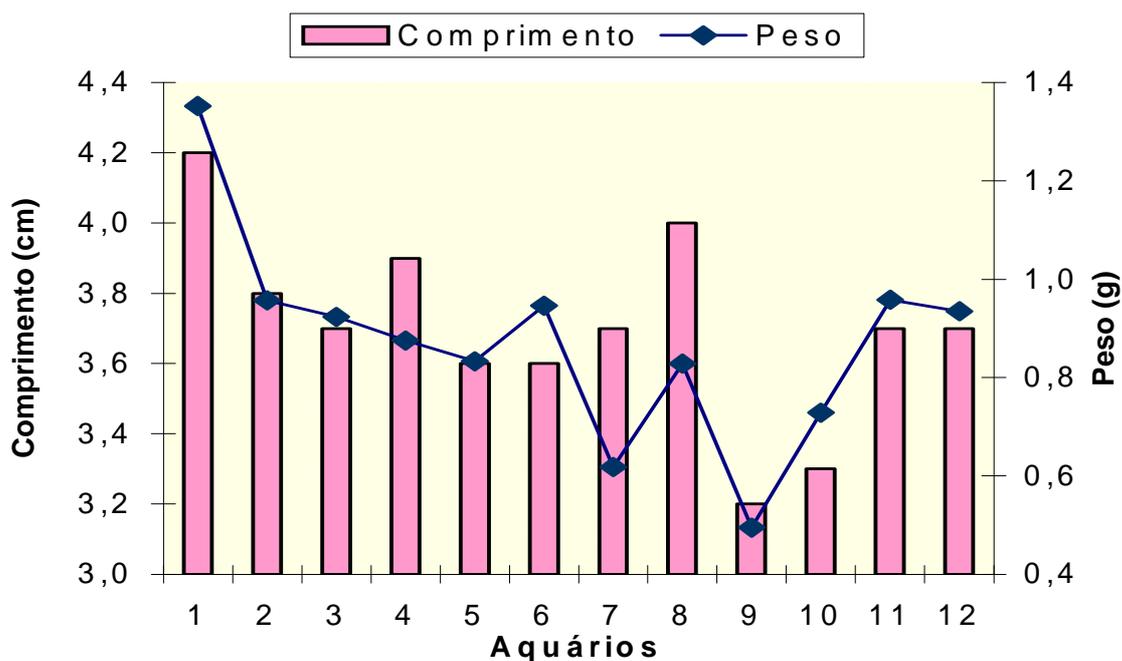


Figura 17. Biometria das fêmeas reprodutoras de *A. cacatuoides* durante a primeira desova.

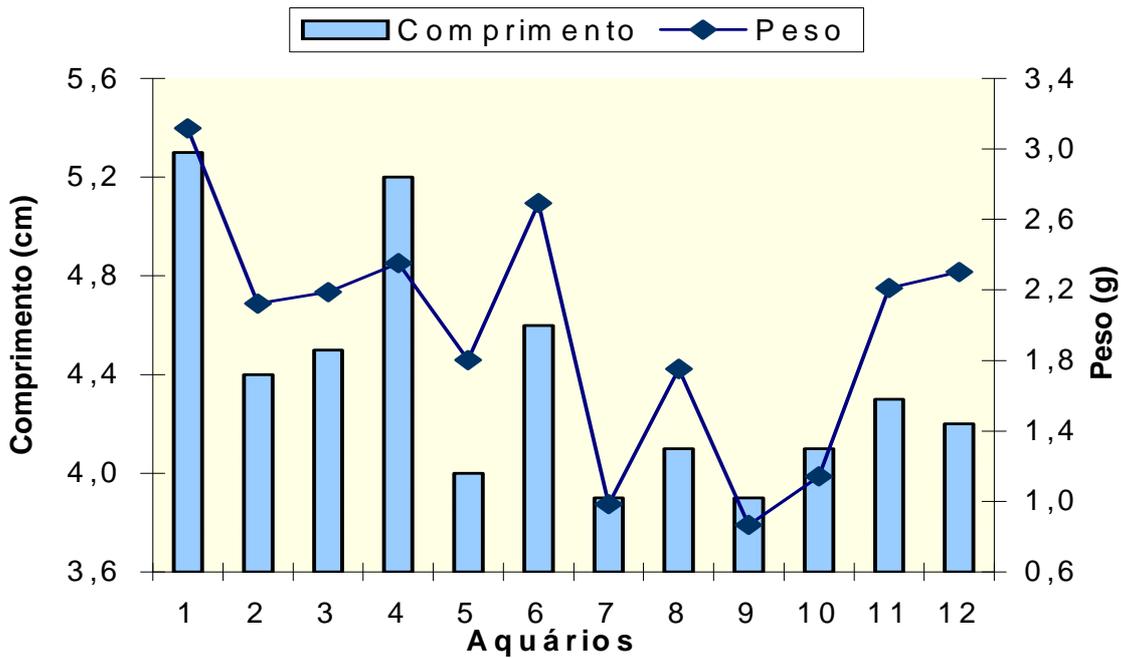


Figura 18. Biometria dos machos reprodutores de *A. cacatuoides* durante a primeira desova.

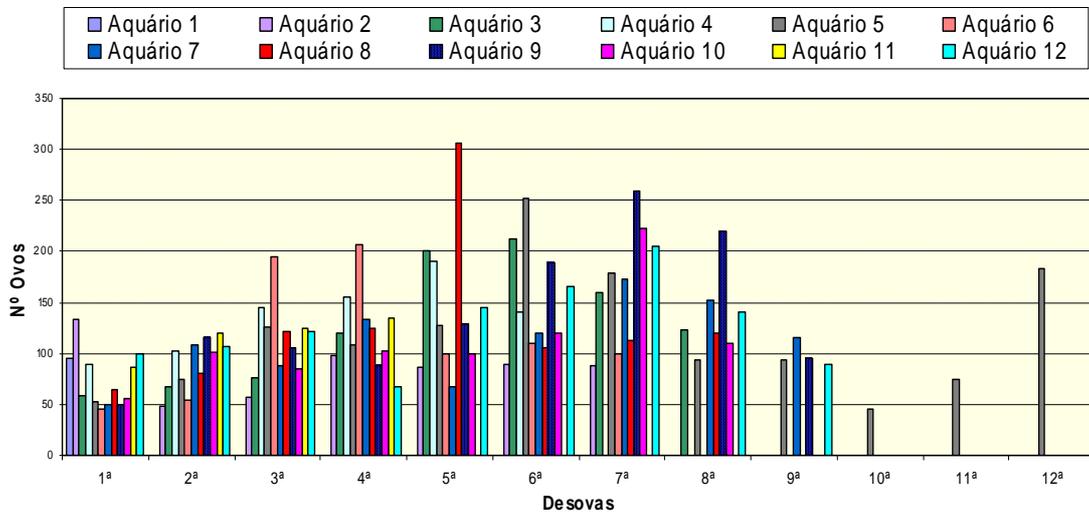


Figura 19. Número de ovos liberados em cada desova das fêmeas reprodutoras de *A. cacatuoides* durante a Fase 1 do experimento.

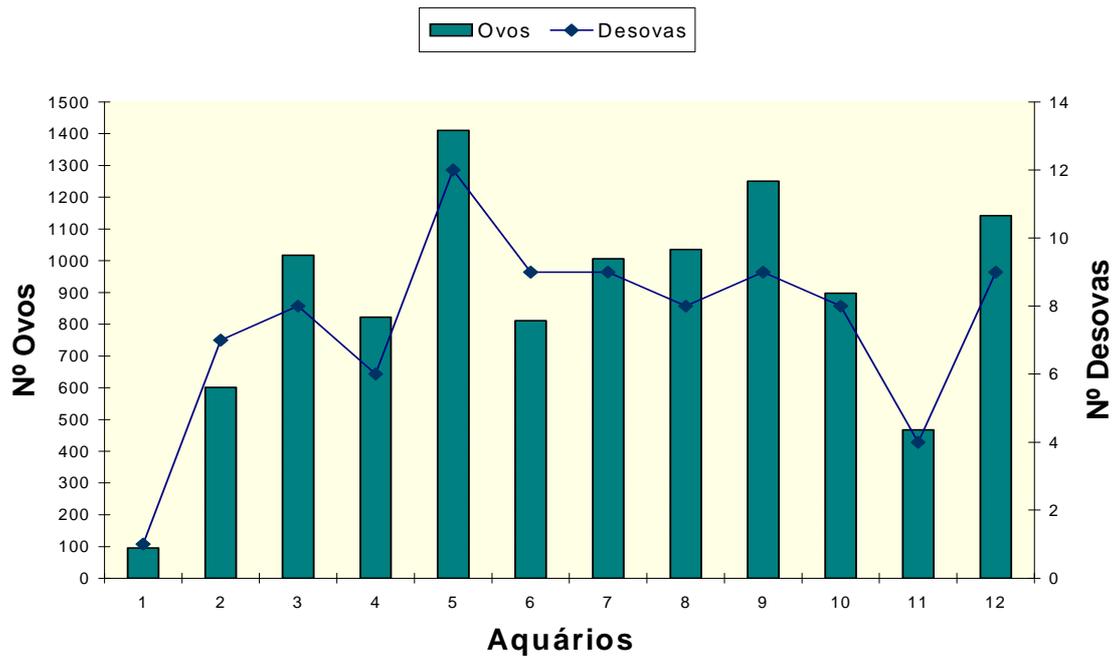


Figura 20. Número de ovos liberados e de desovas por fêmea de *A. cactuoides* durante a Fase 1 do experimento.

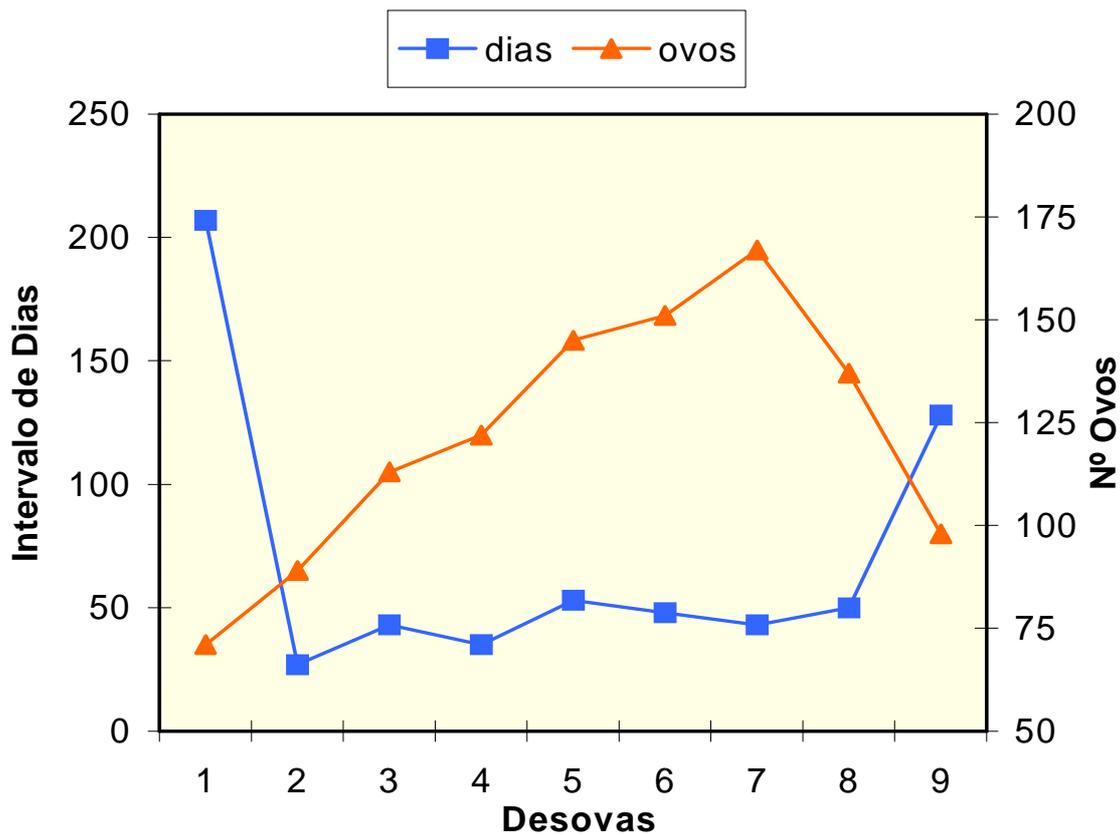


Figura 21. Valores médios do intervalo de dias entre as desovas e número de ovos liberados pelas fêmeas reprodutoras de *A. cactuoides* durante a Fase 1 do experimento. Comparou-se 9 desovas de cada uma das 12 fêmeas reprodutoras.

Tabela 1. Cor e número de ovos liberados, número de larvas transferidas para aquários de crescimento (Fase 2), sobrevivência após o 15º dia de vida, sobrevivência final e proporção entre os sexos de *A. cacatuoides*, mantidos em laboratório. *A fêmea do aquário 1 apresentou apenas 1 desova, sem sobrevivência de larvas.

Aquários	N.º ovos	Larvas Transferidas	Sobrevivência 15 dias (%)	Sobrevivência Final (%)	Proporção Sexual	
					F	M
2	88	29	33	19	12	5
	90	62	69	13	10	2
	98	53	54	8	5	3
	49	10	20	20	0	10
3	75	26	35	8	2	4
4	145	46	32	10	11	4
	140	65	46	4	3	3
5	109	31	28	2	0	2
	183	79	43	4	6	2
	127	18	14	2	0	2
	75	47	63	8	3	3
6	54	33	61	6	0	3
	100	23	23	23	18	5
7	50	25	50	40	13	7
	133	19	14	8	9	2
	108	38	35	30	12	20
	173	25	14	3	2	3
8	306	96	31	3	6	3
	80	56	70	53	30	12
9	106	13	12	9	7	3
	95	18	19	18	11	6
	100	21	21	3	1	2
10	55	15	27	11	3	3
	100	60	60	23	16	7
	85	22	26	5	2	2
11	125	20	16	3	3	1
	95	35	37	17	10	6
12	122	17	14	10	9	3
	68	11	16	16	5	6

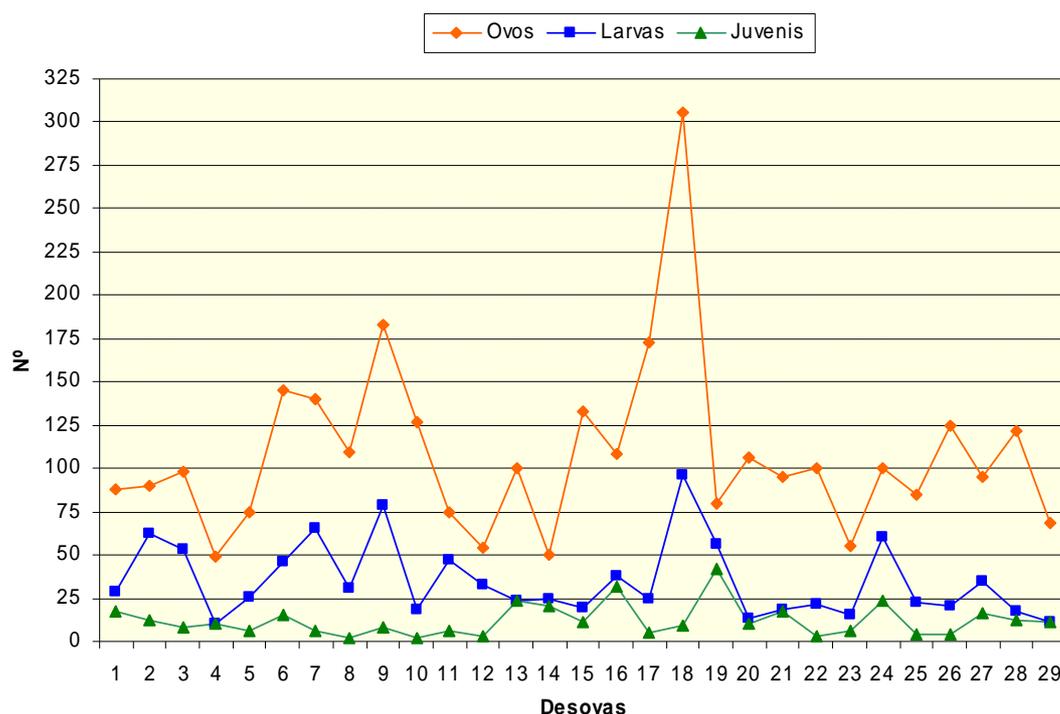


Figura 22. Número de ovos, número de larvas com 15 dias de vida e número de juvenis de *A. cacatuoides* no momento da proporção entre os sexos, obtidos durante a Fase 2 do experimento. Desovas relacionadas com a Tabela 1.

3.4 Desenvolvimento Larval

As larvas de *A. cacatuoides* foram monitoradas por 29 dias para se conhecer as diferentes fases do desenvolvimento larval. A descrição de cada estágio e período é apresentada a seguir:

3.4.1 Estágio Larval vitelino

Os valores da amplitude de variação, a média e o desvio padrão (\pm SD) do comprimento total das larvas de *A. cacatuoides*, durante os 29 dias de observação estão apresentados na Tabela 2. Os ovos possuem formato alongado e grande quantidade de vitelo (Figura 23). As larvas eclodiram 93 horas após a fertilização ($27\pm 1,0^{\circ}\text{C}$), no 4^o dia de vida. O comprimento total variou entre 2,25 mm a 3,13 mm (média = $2,85\pm 0,21$). O córion após a eclosão torna-se enrugado e desprende-se da larva, o vitelo é bastante pigmentado por cromatóforos dendríticos (formato irregular com projeções em vários sentidos),

a nadadeira primordial desprende-se do vitelo mas a larva não apresenta movimentos natatórios (Figura 24).

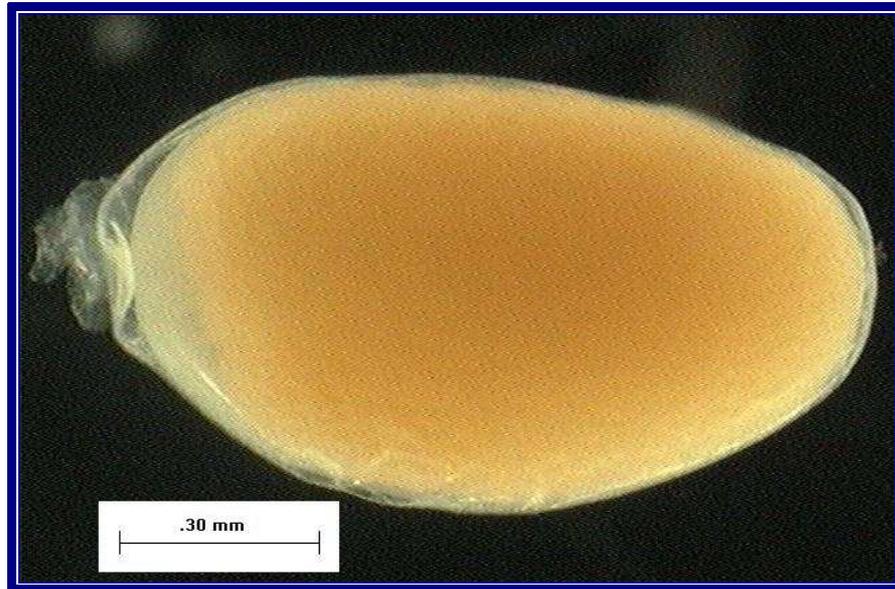


Figura 23. Ovo de *A. cacatuoides* no estágio inicial do desenvolvimento embrionário, com 1 dia de vida (Escala = 0.30 mm).

No 5º dia de vida o comprimento total variou entre 2,32 mm e 3,41 mm (média = $3,13 \pm 0,29$) surgem as vesículas auditiva e óptica (Figura 25), o início da absorção do vitelo ocorre a partir de aproximadamente 98 horas de desenvolvimento, tornando-se granuloso, com o surgimento da cavidade oral e do coração que apresenta contrações fracas a partir de aproximadamente 104 horas de desenvolvimento.

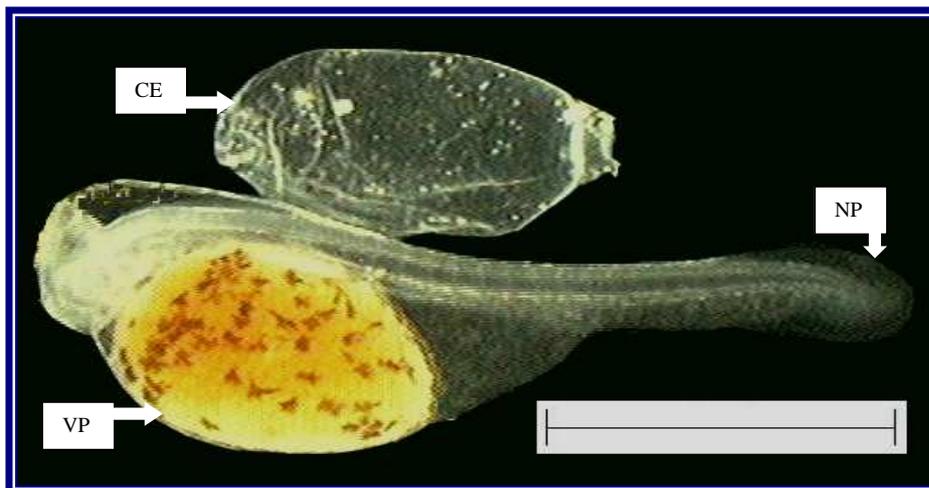


Figura 24. Larva de *A. cacatuoides* com córion enrugado (CE) aderido ao corpo, vitelo pigmentado (VP) e nadadeira primordial liberada (NP) (Escala = 1 mm).

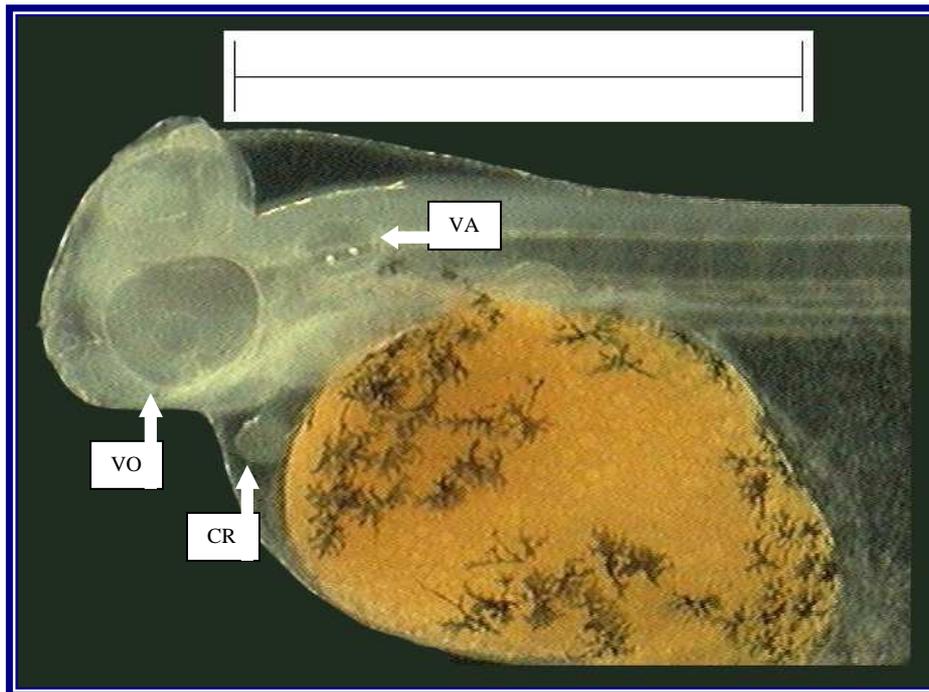


Figura 25. Início do esboço da cabeça da larva de *A. cactuoides*, com destaque para as vesículas auditivas (VA), ópticas (VO) e para o coração (CR) (Escala = 1 mm).

No 6º dia de vida o comprimento total variou entre 3,04 mm e 3,58 mm (média = $3,42 \pm 0,14$). A membrana embrionária diminuiu na região ventral, a cavidade oral prolonga-se, aumentando de tamanho a partir de aproximadamente 117 horas de desenvolvimento, e a base da nadadeira embrionária torna-se arredondada. A notocorda inicia sua curvatura para cima (Figura 26), a circulação torna-se mais evidente e a massa celular cerebral aumenta de tamanho a partir de aproximadamente 122, 127 e 134 horas de desenvolvimento, respectivamente.

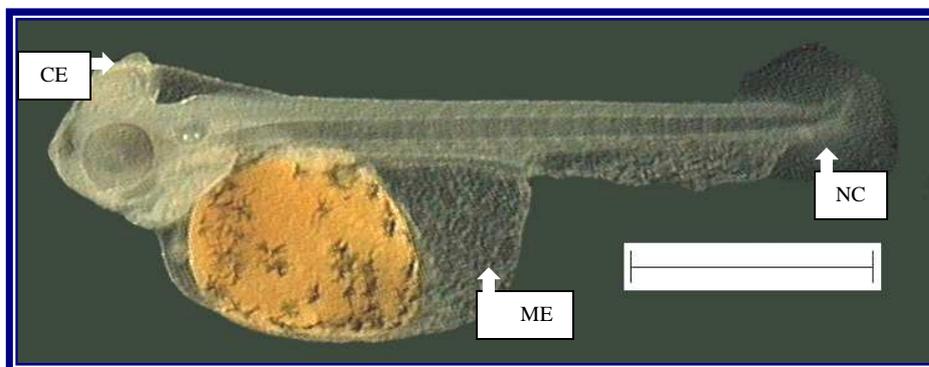


Figura 26. Larva de *A. cactuoides* apresentando diminuição da membrana embrionária (ME), flexão da notocorda (NC) e aumento da massa celular cerebral (CE) (Escala = 1 mm).

No 7º dia de vida o comprimento total variou entre 3,13 mm e 3,63 mm (média = $3,48 \pm 0,13$). O olho começa a pigmentar-se a partir de 134 horas de desenvolvimento (Figura 27), ocorre a abertura da boca e a massa celular cerebral torna-se maior, ocupando grande parte da cabeça a partir de, aproximadamente, 141 horas e 146 horas de desenvolvimento, respectivamente (Figura 28). Inicia-se o esboço do aparelho digestivo, que inicialmente possui formato alongado. Surge a pigmentação na região cranial com cromatóforos dendríticos (formato irregular em vários sentidos) e puntiformes (forma de pontos) a partir de aproximadamente 152 horas de desenvolvimento. O coração aumenta de tamanho e projeta-se externamente a partir de aproximadamente 158 horas de desenvolvimento (Figura 29).

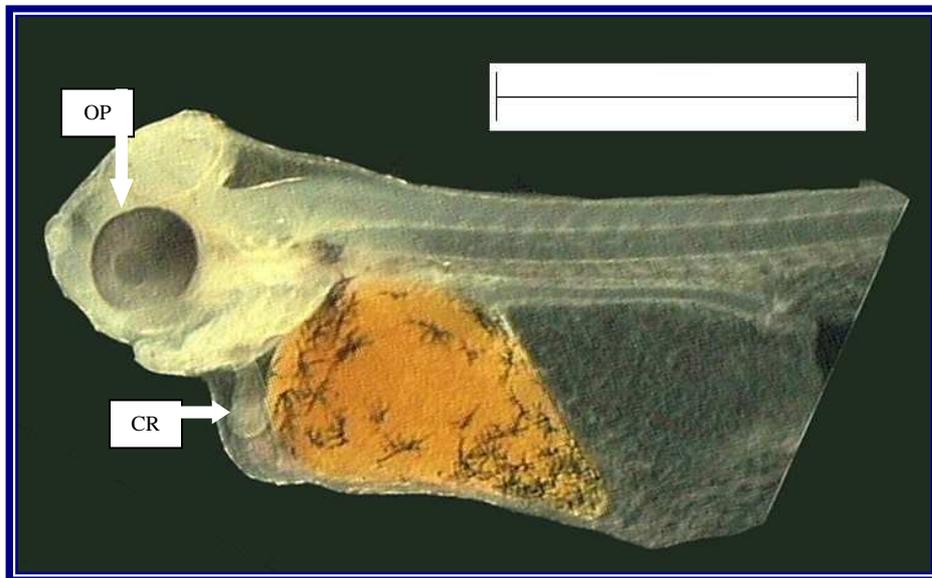


Figura 27. Larva de *A. cacatuoides* com olho pigmentado (OP) e coração mais desenvolvido (CR) (Escala = 1 mm).

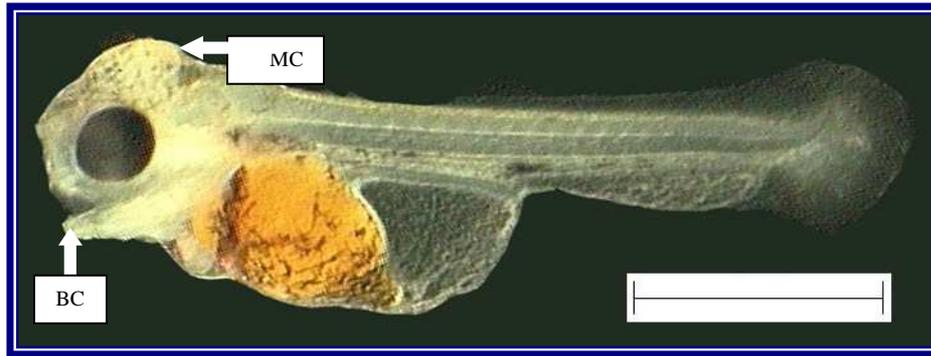


Figura 28. Larva de *A. cactuoides* com abertura da boca (BC) e massa cerebral circular (MC) (Escala = 1 mm).

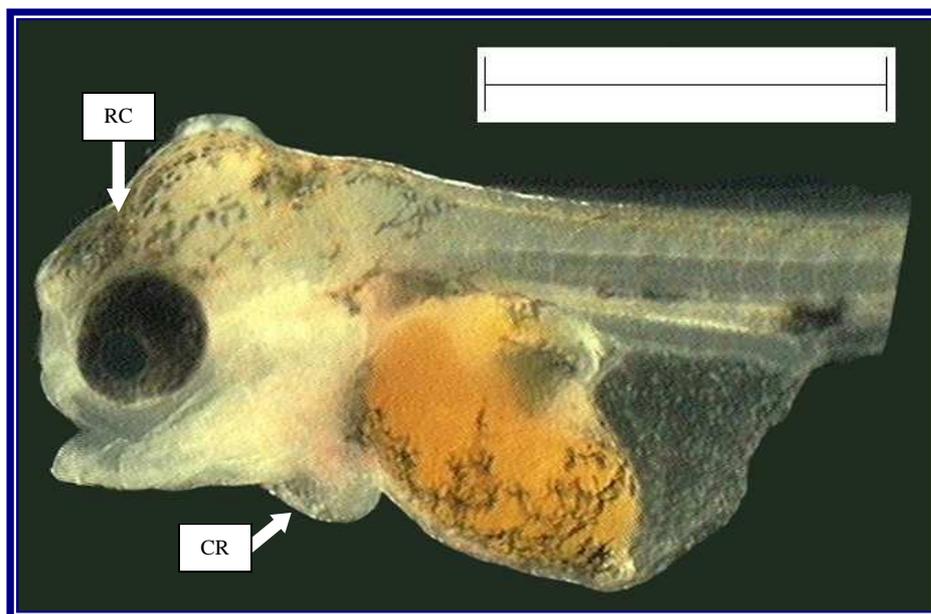


Figura 29. Larva de *A. cactuoides* com pigmentação na região cranial (RC) e aumento do volume do coração (CR) (Escala = 1 mm).

No 8º dia de vida o comprimento total variou entre 3,22 mm e 3,69 mm (média = $3,50 \pm 0,12$). Ocorre a diminuição do vitelo e os miômeros tornam-se mais evidentes a partir de aproximadamente 165 horas de desenvolvimento (Figura 30). Surgem as nadadeiras peitorais, a região cranial apresenta formato mais arredondado e a pigmentação inicia a migração para a região caudal (localizada em pequenas máculas ao longo da parte superior do corpo da larva), a partir de aproximadamente 170 horas de desenvolvimento (Figura 31). Ocorre o aumento do tamanho do coração com batimentos mais vigorosos a partir de, aproximadamente, 175 horas de desenvolvimento. Surgem os ossos hipurais que darão sustentação aos raios da nadadeira caudal e inicia-se a

diferenciação de alguns órgãos do aparelho digestório a partir de, aproximadamente, 182 horas de desenvolvimento (Figura 32).

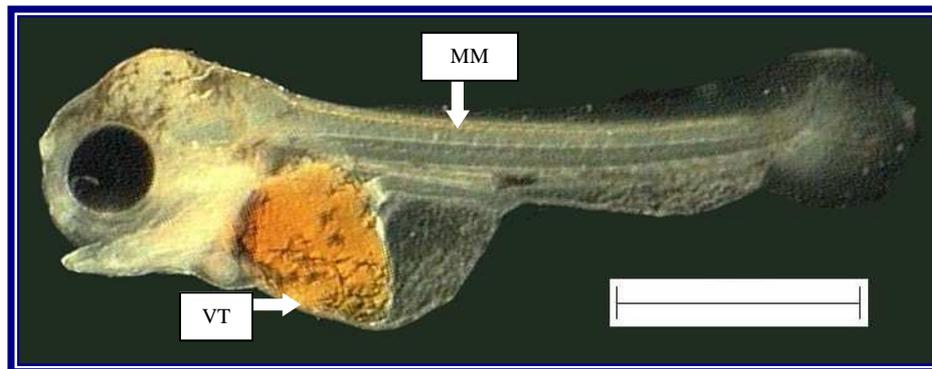


Figura 30. Larva de *A. cactuoides* com diminuição do vitelo (VT) e miômeros mais evidentes (MM) (Escala = 1 mm).

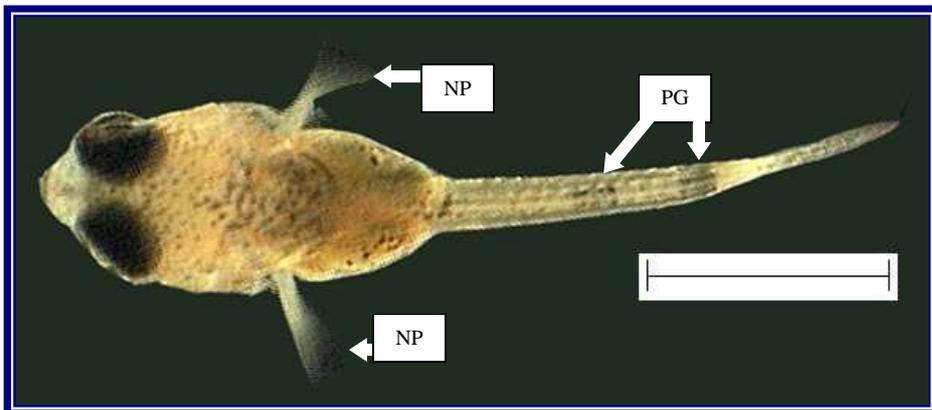


Figura 31. Larva de *A. cactuoides* com nadadeiras peitorais (NP) e início de pigmentação no corpo (PG) (Escala = 1 mm).

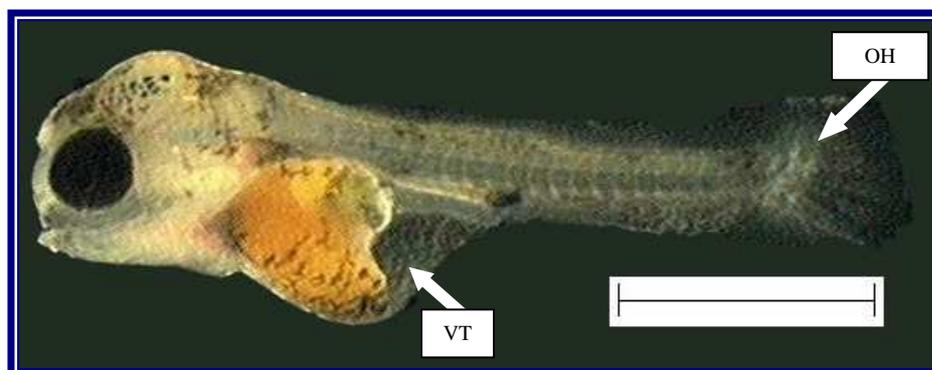


Figura 32. Larva de *A. cactuoides* com início de formação dos ossos hipurais (OH) da absorção do vitelo (VT) (Escala = 1 mm).

No 9º dia de vida o comprimento total variou entre 3,17 mm e 3,75 mm (média = $3,56 \pm 0,15$). Ocorre a absorção do vitelo, o desenvolvimento dos órgãos do aparelho digestório e surgimento da bexiga natatória a partir de, aproximadamente, 189 horas de desenvolvimento. A região cranial alonga-se, com diminuição da membrana embrionária a partir de, aproximadamente, 200 horas de desenvolvimento (Figura 33). Inicia-se a pigmentação do corpo, surge a bexiga natatória, a nadadeira caudal torna-se mais desenvolvida (mas com poucos raios) e a larva começa a natação livre a partir de, aproximadamente, 206 horas de desenvolvimento (Figura 34).

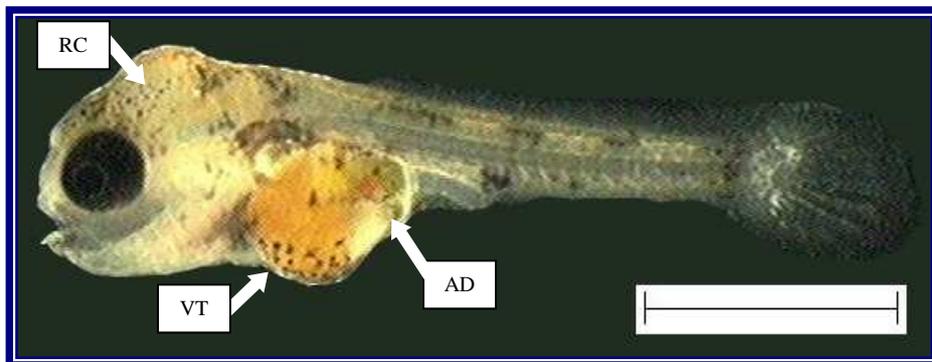


Figura 33. Larva de *A. cactuoides* apresentando diminuição do vitelo (VT), surgimento dos órgãos no aparelho digestório (AD) e aumento da região cranial (RC) (Escala = 1 mm).

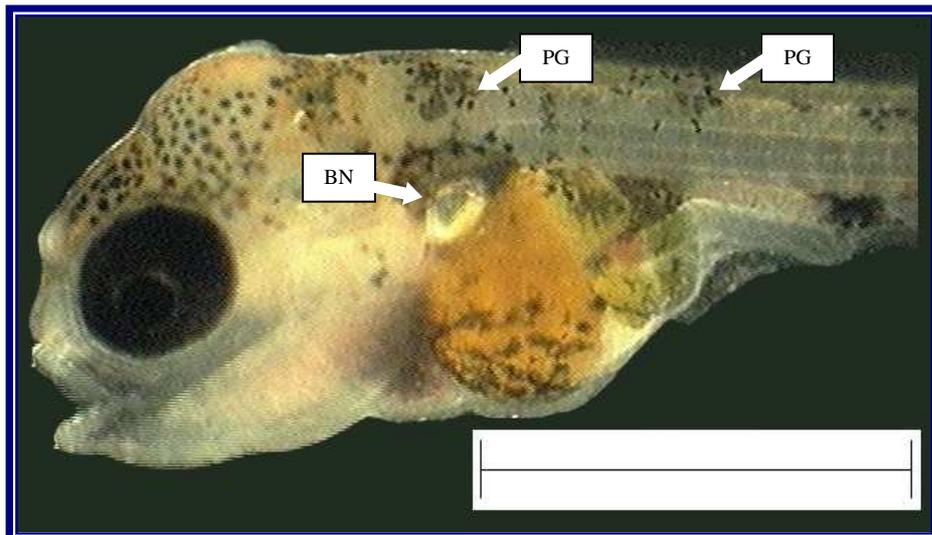


Figura 34. Larva de *A. cactuoides* com pigmentação pelo corpo (PG) e surgimento da bexiga natatória (BN) (Escala = 1 mm).

3.4.2 Estágio de Pré-flexão

No 10º dia de vida o comprimento total variou entre 3,39 mm e 3,71 mm (média = $3,60 \pm 0,09$). A absorção do vitelo está quase completa, onde o saco vitelínico apresenta agora um formato alongado, a notocorda está quase totalmente flexionada, mas sem a flexão final da ponta da nadadeira caudal, a partir de, aproximadamente, 213 horas de desenvolvimento (Figura 35). Os órgãos do aparelho digestório e as mandíbulas tornam-se mais evidentes a partir de, aproximadamente, 225 horas de desenvolvimento (Figura 36).

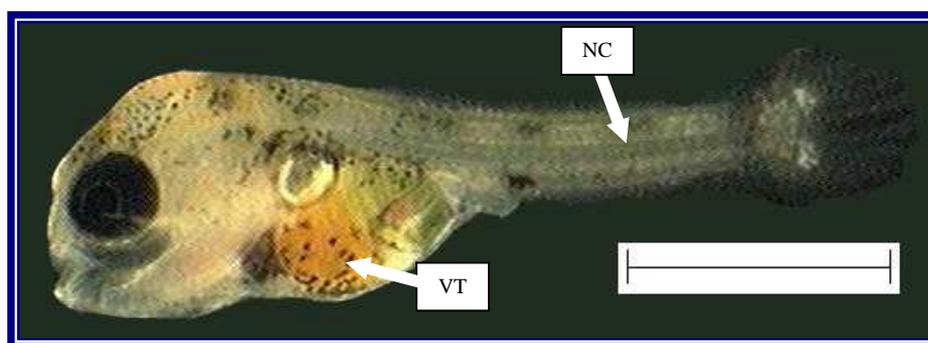


Figura 35. Larva de *A. cactuoides* apresentando pouco vitelo (VT) e notocorda quase totalmente flexionada (NC) (Escala = 1 mm).

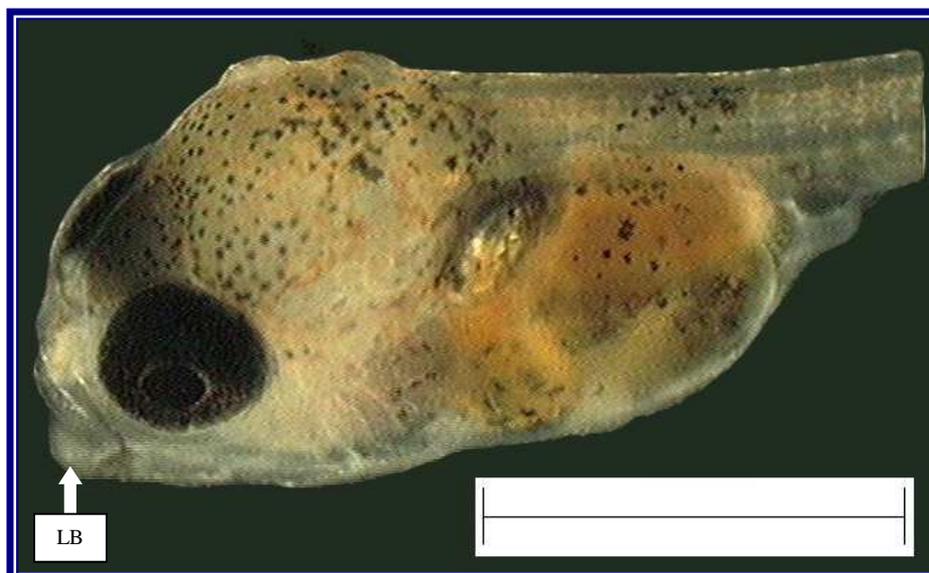


Figura 36. Larva de *A. cactuoides* apresentando lábios mais evidentes (LB) (Escala = 1 mm).

No 11^o dia de vida o comprimento total variou entre 3,54 mm e 3,68 mm (média = 3,61±0,05). São visíveis os raios da nadadeira caudal (que agora tem batimentos mais rigorosos), estruturas cartilagosas na boca, aparelho digestório mais evidente e desenvolvido, sendo visíveis uma alça intestinal e a larva inicia a alimentação exógena a partir de, aproximadamente, 237 horas de desenvolvimento (Figuras 37). A abertura urogenital e a vesícula biliar são evidentes (Figura 38) e o batimento opercular torna-se mais vigoroso (Figura 39) a partir de, aproximadamente, 249 horas de desenvolvimento.

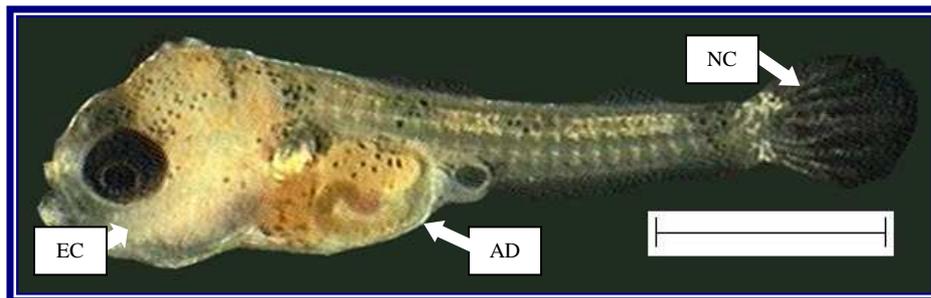


Figura 37. Larva de *A. cactuoides* com raios na nadadeira caudal (NC), estruturas cartilagosas na boca (EC) e aparelho digestório evidente (AD) (Escala = 1 mm).

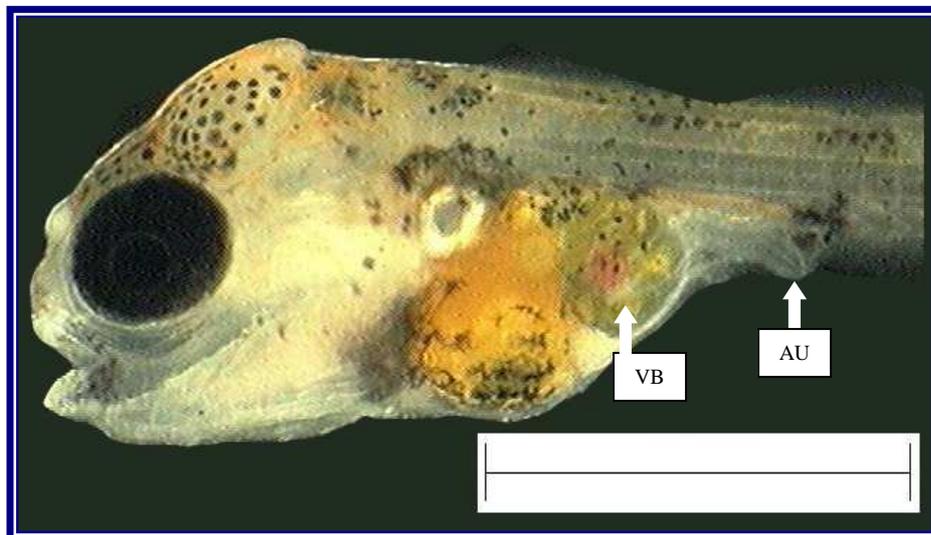


Figura 38. Larva de *A. cactuoides* apresentando vesícula biliar (VB) e abertura urogenital (AU) (Escala = 1 mm).

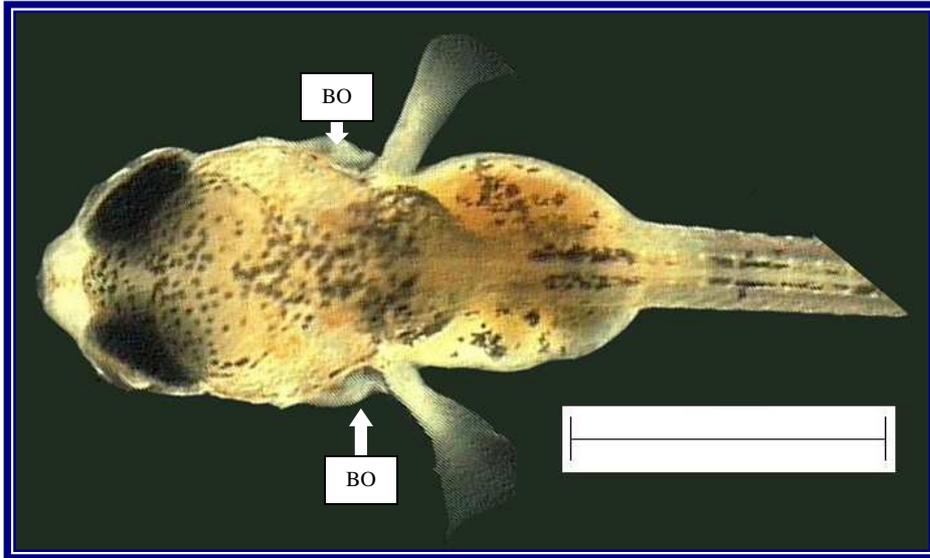


Figura 39. Larva de *A. cactuoides* com batimento opercular mais evidente (BO) (Escala = 1 mm).

No 12^o dia o comprimento total variou entre 3,53 mm e 3,78 mm (média = $3,62 \pm 0,17$). Tornam-se visíveis os arcos branquiais (com maior circulação sangüínea) e a bexiga natatória a partir de, aproximadamente, 261 horas de desenvolvimento (Figura 40). No 13^o e 14^o dia de vida o comprimento total variou entre 3,56 mm e 4,09 mm (média = $3,77 \pm 0,21$) e entre 3,65 mm e 4,67 mm (média = $4,26 \pm 0,21$), respectivamente, sem grandes alterações morfológicas, quando comparado ao 11^o dia de vida.

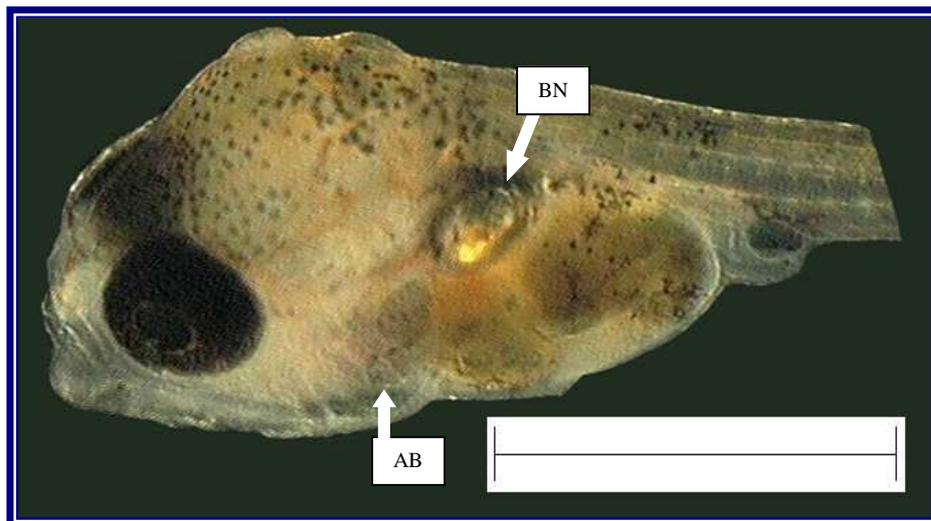


Figura 40. Larva de *A. cactuoides* com arcos branquiais (AB) e bexiga natatória mais evidentes (BN) (Escala = 1 mm).

No 15º dia de vida o comprimento total variou entre 4,22 mm e 5,20 mm (média = $4,85 \pm 0,28$). Surgem pigmentações (cromatóforos dendríticos e puntiformes) em pequenos grupos (máculas) pelo corpo a partir de, aproximadamente, 337 horas de desenvolvimento (Figura 41).

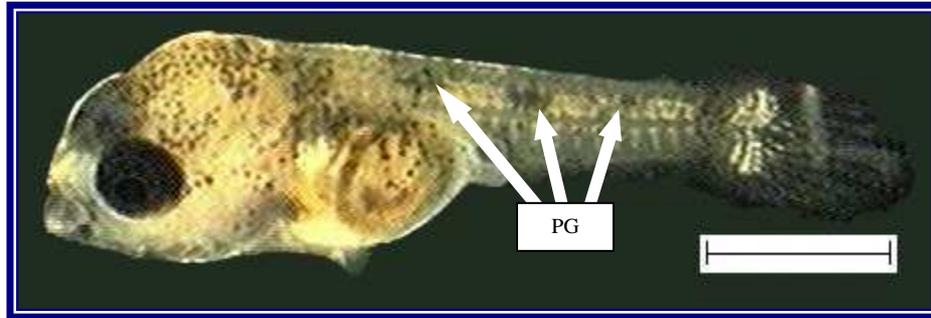


Figura 41. Larva de *A. cactuoides* apresentando pigmentos pelo corpo (PG) (Escala = 1 mm).

No 16º dia de vida o comprimento total variou entre 4,23 mm e 5,47 mm (média = $5,07 \pm 0,41$). Surgem os botões das nadadeiras pélvicas que possuem acúleos e formato arredondado e estão aderidas ao corpo a partir de, aproximadamente, 361 horas de desenvolvimento (Figura 42).

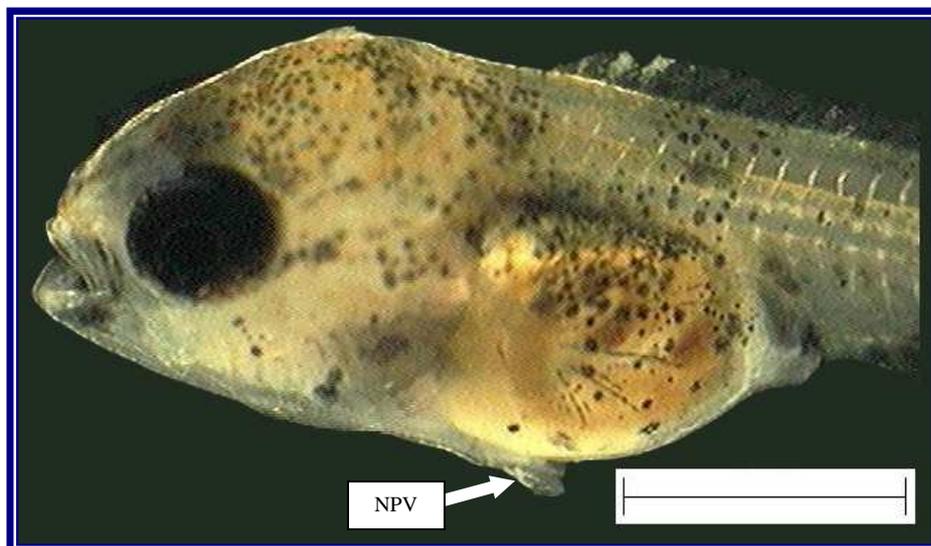


Figura 42. Larva de *A. cactuoides* com botões das nadadeiras pélvicas (NPV) (Escala = 1 mm).

No 17º dia de vida o comprimento total variou entre 5,14 mm e 5,83 mm (média = $5,52 \pm 0,15$). A circulação sanguínea é mais evidente, as nadadeiras

pélvicas tornam-se alongadas, surge a nadadeira dorsal (com 3 acúleos na região terminal do crânio) e os ossos hipurais são mais evidentes (localizados na região terminal da notocorda) a partir de, aproximadamente, 383 horas de desenvolvimento (Figuras 43 e 44).

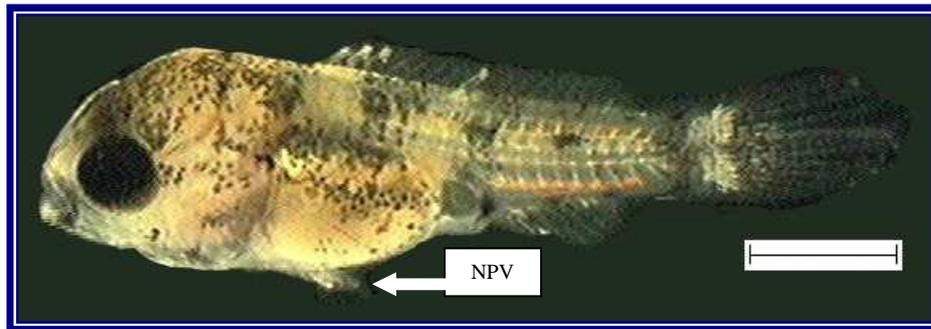


Figura 43. Larva de *A. cactuoides* apresentando nadadeiras pélvicas alongadas (NPV) (Escala = 1 mm).

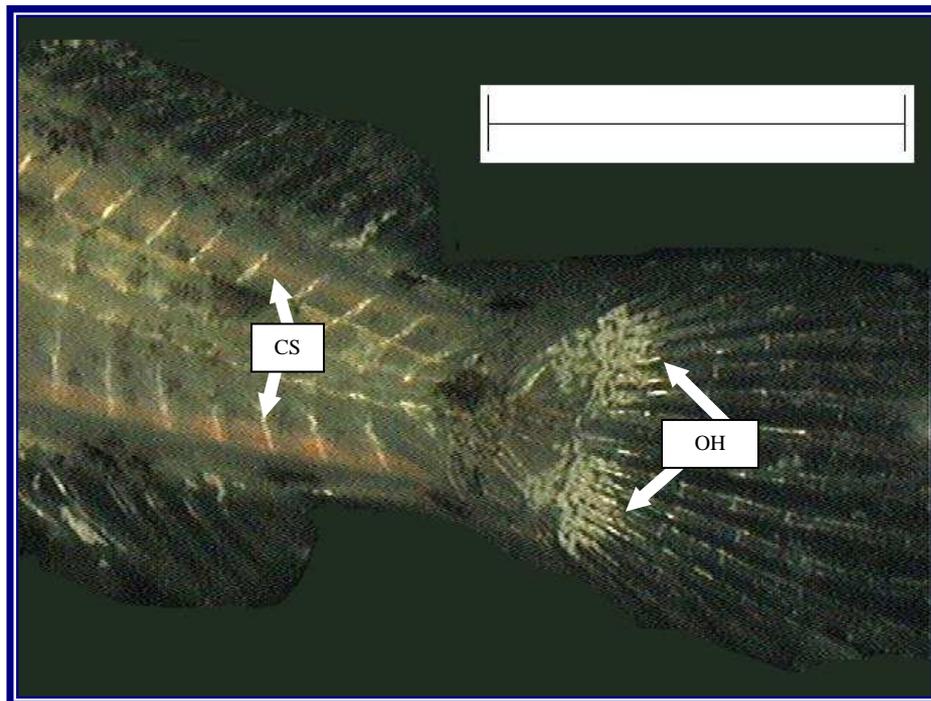


Figura 44. Larva de *A. cactuoides* com ossos hipurais (OH) e circulação sanguínea (CS) mais evidentes (Escala = 1 mm).

3.4.3 Estágio de Flexão

No 18º dia de vida o comprimento total variou entre 5,28 mm e 6,14 mm (média = $5,77 \pm 0,28$). Torna-se mais evidente a nadadeira dorsal, surge o botão da nadadeira anal (aderido ao corpo) e as nadadeiras pélvicas desprendem-se do corpo a partir de, aproximadamente, 408 horas de desenvolvimento (Figura 45). No 19º dia de vida o comprimento total variou entre 5,49 mm e 6,35 mm (média = $5,95 \pm 0,32$). Os acúleos das nadadeiras dorsal e pélvicas tornam-se mais evidentes e a pigmentação do corpo aumenta, com máculas distribuídas ao longo do corpo (principalmente na região próxima ao ventre) a partir de, aproximadamente, 433 horas de desenvolvimento (Figura 46).

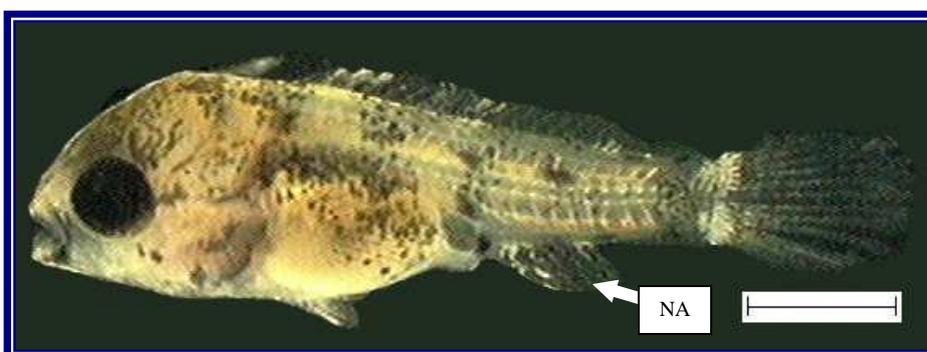


Figura 45. Larva de *A. cactuoides* apresentando botão da nadadeira anal (NA) (Escala = 1 mm).

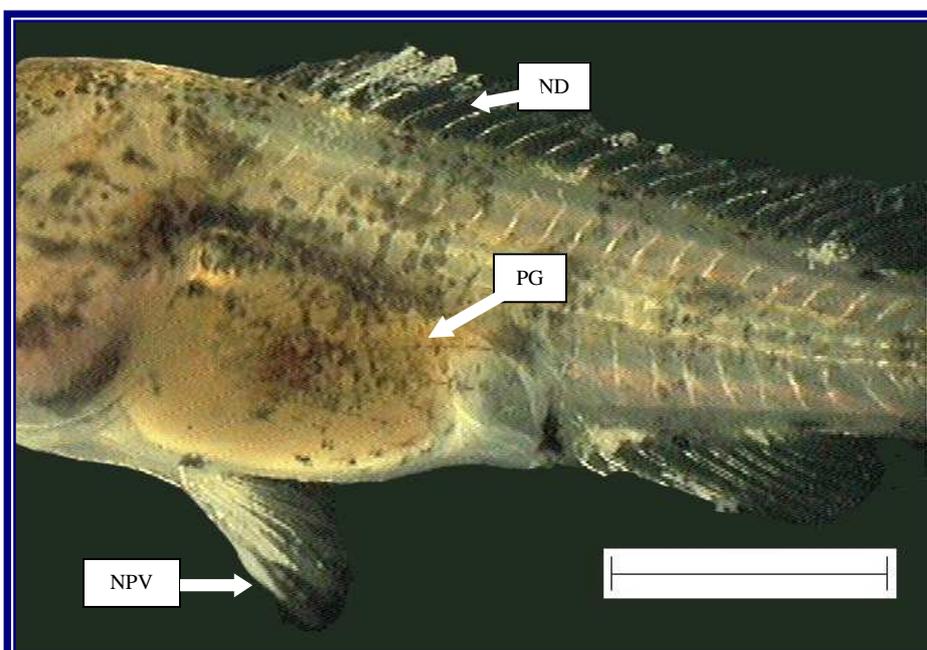


Figura 46. Larva de *A. cactuoides* com pigmentação na região ventral (PG) e acúleos nas nadadeiras dorsal (ND) e pélvicas (NPV) (Escala = 1 mm).

No 20º dia de vida o comprimento total variou entre 5,68 mm e 6,64 mm (média = $6,25 \pm 0,39$). Ocorreu o desprendimento das nadadeiras dorsal e anal do corpo, o sistema circulatório é mais evidente, sendo visíveis 2 locais que possuem maior calibre (que possivelmente são as artérias), tornam-se mais desenvolvidos 3 acúleos na nadadeira dorsal e 1 acúleo em cada nadadeira pélvica e as máculas de pigmentação aumentam a partir de, aproximadamente, 457 horas de desenvolvimento (Figura 47).

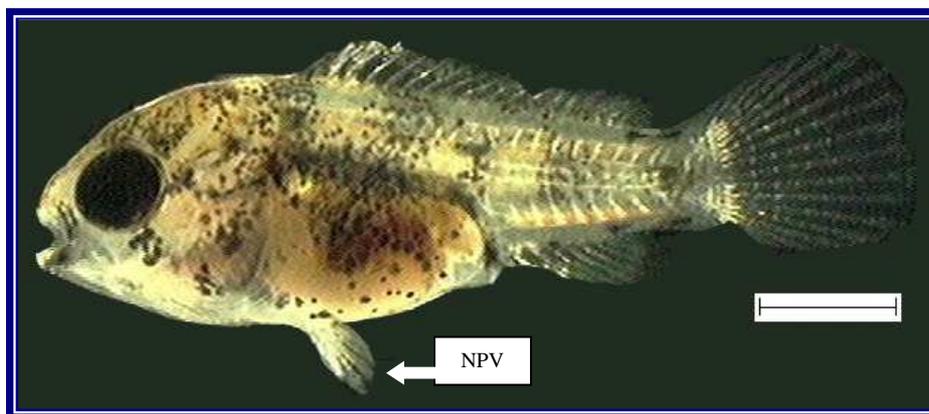


Figura 47. Larva de *A. cactuoides* apresentando as nadadeiras pélvicas, desprendidas do corpo (NPV) e máculas de pigmentação pelo corpo (Escala = 1 mm).

3.4.4 Estágio de Pós-flexão

No 21º dia de vida o comprimento total variou entre 5,96 mm e 6,96 mm (média = $6,52 \pm 0,44$). Ocorre o alinhamento vertical dos ossos hipurais da nadadeira caudal e são mais visíveis os raios das nadadeiras a partir de, aproximadamente, 484 horas de desenvolvimento (Figura 48).

No 22º dia de vida o comprimento total variou entre 6,16 mm e 7,18 mm (média = $6,71 \pm 0,32$). As nadadeiras, dorsal, caudal, anal e pélvicas tornam-se mais eretas e a larva adquire natação mais vigorosa a partir de, aproximadamente, 507 horas de desenvolvimento.



Figura 48. Larva de *A. cactuoides* apresentando os ossos hipurais alinhados e os raios das nadadeiras mais evidentes (Escala = 1 mm).

No 23º dia de vida o comprimento total variou entre 6,31 mm e 7,57 mm (média = $6,98 \pm 0,46$). A larva começa a apresentar algumas características do peixe adulto a partir de, aproximadamente, 530 horas de desenvolvimento, embora não apresente escamas no corpo ou padrão de colorido.

No 24º dia de vida o comprimento total variou entre 6,65 mm e 8,07 mm (média = $7,35 \pm 0,56$), e no 25º dia entre 6,98 mm e 8,28 mm (média = $7,58 \pm 0,51$). A pigmentação do corpo adquire padrões miméticos a partir de aproximadamente 576 horas de desenvolvimento. No 26º dia de vida o comprimento total variou entre 6,56 mm e 8,86 mm (média = $7,59 \pm 0,61$), surgem 2 acúleos na nadadeira anal a partir de, aproximadamente, 604 horas de desenvolvimento (Figura 49).

No 27º dia de vida o comprimento total variou entre 7,01 mm e 8,77 mm (média = $7,69 \pm 0,51$) e no 28º dia entre 7,14 mm e 9,01 mm (média = $8,01 \pm 0,58$).

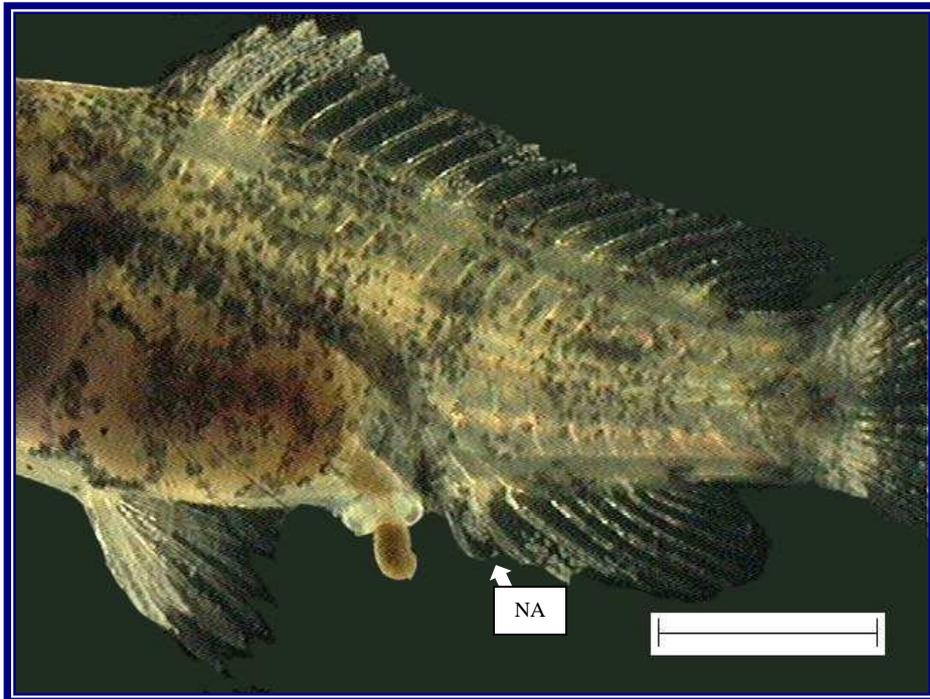


Figura 49. Larva de *A. cacatuoides* apresentando máculas de pigmentação com padrões miméticos e acúleos na nadadeira anal (NA) (Escala = 1 mm).

3.4.5 Estágio Juvenil

No 29º dia de vida o comprimento total variou entre 7,32 mm e 8,32 mm (média = $8,02 \pm 0,50$). O corpo que antes era alongado e comprimido agora torna-se mais arredondado na região ventral, os batimentos das nadadeiras são mais vigorosos, os olhos tornam-se arredondados, a boca apresenta pequenos dentes, a pigmentação ainda não apresenta a coloração dos adultos mas tornam-se evidentes as escamas e a fase larval termina, iniciando-se a fase juvenil a partir de, aproximadamente, 677 horas de desenvolvimento (Figuras 50 e 51).

A coloração característica dos indivíduos adultos torna-se mais evidente por volta dos 4 meses de idade e o estágio juvenil dura em média 7 meses, idade onde os peixes iniciam a atividade reprodutiva.



Figura 50. Larva de *A. cactuoides* apresentando o formato do corpo mais arredondado e semelhante ao adulto (Escala = 1 mm).

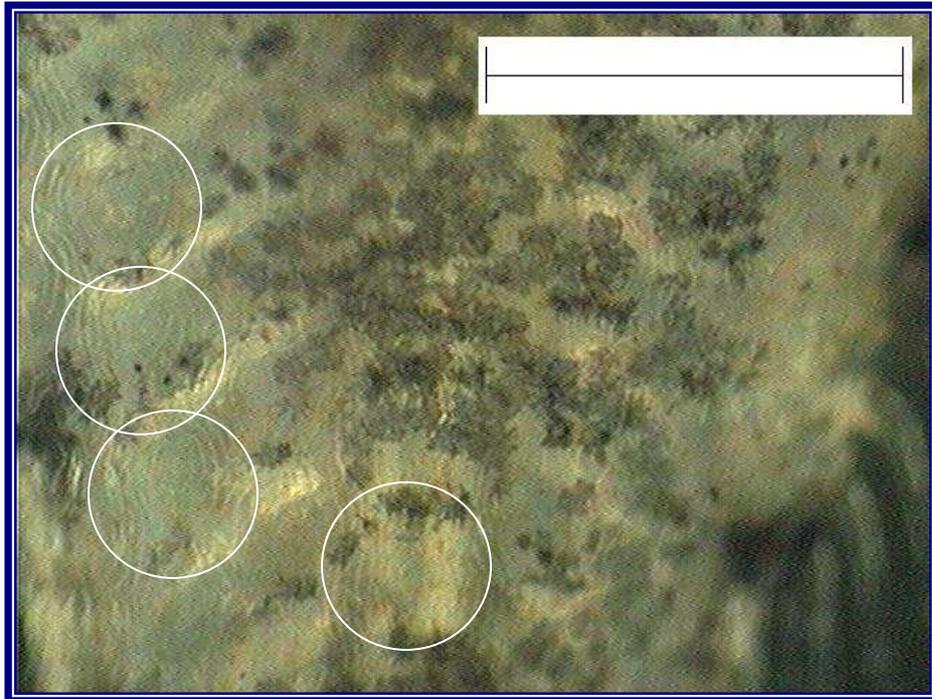


Figura 51. Juvenil de *A. cactuoides* com escamas pelo corpo (círculos) (Escala = 0,5 mm).

Tabela 2. Amplitude de variação, média e desvio padrão (\pm SD) do comprimento total das larvas de *A. cacatuoides* observadas durante o experimento.

Idade das Larvas (Dias de Vida)	Amplitude de Variação do Comprimento das Larvas (mm)			
	Mínimo	Máximo	Média	Desvio Padrão
4 ^o	2,25	3,13	2,85	0,21
5 ^o	2,32	3,41	3,13	0,29
6 ^o	3,04	3,58	3,42	0,14
7 ^o	3,13	3,63	3,48	0,13
8 ^o	3,22	3,69	3,50	0,12
9 ^o	3,17	3,75	3,56	0,15
10 ^o	3,39	3,71	3,60	0,09
11 ^o	3,54	3,68	3,61	0,05
12 ^o	3,53	3,78	3,63	0,17
13 ^o	3,56	4,09	3,77	0,21
14 ^o	3,65	4,67	4,26	0,21
15 ^o	4,22	5,20	4,85	0,28
16 ^o	4,23	5,47	5,07	0,41
17 ^o	5,14	5,83	5,52	0,15
18 ^o	5,28	6,14	5,77	0,28
19 ^o	5,49	6,35	5,95	0,32
20 ^o	5,68	6,64	6,25	0,39
21 ^o	5,96	6,96	6,52	0,44
22 ^o	6,16	7,18	6,71	0,32
23 ^o	6,31	7,57	6,98	0,46
24 ^o	6,65	8,07	7,19	0,82
25 ^o	6,98	8,28	7,58	0,51
26 ^o	6,56	8,86	7,86	0,61
27 ^o	7,01	8,77	7,89	0,51
28 ^o	7,14	9,01	8,01	0,58
29 ^o	7,32	8,32	8,10	0,50

3.5 Proporção entre os Sexos

Neste estudo, foram obtidos 29 lotes de larvas de *A. cacatuoides* dos aquários de reprodução (Fase 1). Foram liberados 3.134 ovos e transferidas 1.013 larvas com 15 dias de vida para os aquários de crescimento (Fase 2).

Deste total, apenas 343 juvenis chegaram à idade onde observou-se o dimorfismo entre machos e fêmeas, com sobrevivência média de 13% variando entre 2 e 53% (Tabela 1 e Figura 22).

A freqüência de ocorrência de fêmeas e machos de *A. cacatuoides* diferiu significativamente da esperada (1:1), com predominância de fêmeas (61,3%) em relação aos machos (38,7%), portanto, a proporção foi de 1,6 fêmea:1 macho (209 fêmeas e 134 machos) (Figura 52).

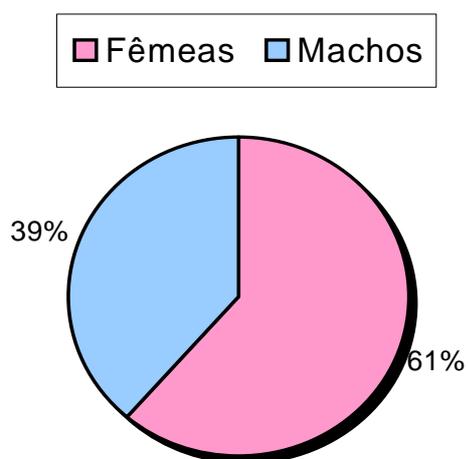


Figura 52. Distribuição dos valores percentuais entre os sexos de *A. cacatuoides* da Fase 2 do experimento.

3.6 Parâmetros Físicos e Químicos da Água

Os valores médios dos parâmetros físicos e químicos da água dos aquários são apresentados na Tabela 3. Durante o experimento, alguns casais foram mantidos em aquários sem substrato, e a filtração da água destes aquários foi realizada com uma caixa de acrílico contendo cascalho de rio.

Tabela 3. Médias e desvios padrões (\pm S.D.) dos parâmetros físicos e químicos da água dos aquários de reprodução (Fase 1) de *A. cacatuoides*, mantidos no laboratório.

Aquá- rios	Tempera- tura da água(°C)	pH	Condutivi- dade (μ S/cm)	Alcalinidade (mg CaCo ₃ /L)	Cálcio (mg Ca ⁺² /L)	Oxigênio (mg O ₂ /L)
1	26,0 \pm 1,8	7,4 \pm 0,2	94,0 \pm 14,3	15,2 \pm 4,4	7,7 \pm 1,1	7,2 \pm 0,8
2	26,0 \pm 1,8	7,2 \pm 0,2	96,0 \pm 14,1	13,3 \pm 4,0	7,7 \pm 0,8	7,2 \pm 0,6
3	26,0 \pm 1,8	7,5 \pm 0,3	86,0 \pm 18,0	17,8 \pm 3,3	6,9 \pm 1,1	7,0 \pm 0,6
4	26,0 \pm 1,8	7,5 \pm 0,1	89,0 \pm 11,2	20,0 \pm 4,1	7,7 \pm 0,9	7,0 \pm 0,7
5	26,0 \pm 1,8	7,6 \pm 0,1	91,0 \pm 13,5	19,0 \pm 3,1	7,7 \pm 0,8	7,0 \pm 0,9
6	26,0 \pm 1,8	7,6 \pm 0,2	91,0 \pm 19,7	17,8 \pm 3,7	7,7 \pm 0,9	7,2 \pm 1,1
7	26,0 \pm 1,8	7,7 \pm 0,2	90,0 \pm 10,1	20,0 \pm 3,4	6,9 \pm 0,7	7,2 \pm 0,7
8	26,0 \pm 1,8	7,6 \pm 0,1	81,0 \pm 11,3	20,0 \pm 3,2	6,9 \pm 1,0	7,2 \pm 0,4
9	26,0 \pm 1,9	7,7 \pm 0,1	84,0 \pm 11,8	20,0 \pm 4,6	6,9 \pm 1,0	7,0 \pm 0,5
10	26,0 \pm 1,8	7,7 \pm 0,1	89,0 \pm 10,0	20,0 \pm 3,0	7,7 \pm 0,8	7,1 \pm 0,6
11	26,0 \pm 1,9	7,6 \pm 0,1	88,0 \pm 12,9	17,8 \pm 3,7	6,9 \pm 1,2	7,0 \pm 0,8
12	25,5 \pm 1,8	7,6 \pm 0,1	86,0 \pm 13,9	20,0 \pm 3,8	6,9 \pm 1,3	7,0 \pm 0,8

4. DISCUSSÃO

4.1 Táticas Reprodutivas

O comportamento reprodutivo do *A. cacatuoides* observado durante o experimento foi semelhante ao descrito por FREY (1961), GOLDSTEIN (1988), RICHTER (1988), MAYLAND and BORK (2001) e ELSON (2003). Ao perceber a fêmea, o macho inicia a corte e a preparação do local de desova. Em seguida os ovos são liberados pela fêmea e fecundados pelo macho, que após o término da desova é mantido afastado do abrigo pela fêmea. Neste experimento não foi observado cuidado parental dos ovos ou larvas pelos machos.

FREY (1961), RICHTER (1988) e ELSON (2003), recomendam que o aquário possua rochas, tocas, troncos e plantas, para que se recrie o ambiente natural onde os peixes do gênero *Apistogramma* habitam. Durante o experimento alguns aquários foram mantidos com plantas aquáticas e os peixes se mostraram mais aclimatados (larvas e juvenis), através dos padrões de colorido e comportamento. Portanto, recomenda-se a montagem adequada dos aquários para reprodução e manutenção das larvas e juvenis desta espécie.

No momento da formação do casal deve ser dada atenção, pois em alguns casos as fêmeas foram perseguidas e atacadas. Entretanto, quando a fêmea foi colocada primeiro no aquário e em seguida o macho, as ocorrências das perseguições e mortes diminuíram consideravelmente.

Durante o experimento, em alguns casos, as fêmeas de *A. cacatuoides* cuidaram dos juvenis por períodos que se estenderam por mais de 40 dias. Não há registros na literatura deste comportamento, porém, no ambiente natural, as larvas devem iniciar a dispersão, procura por alimento e ocupação de novos locais logo que adquirem capacidade de natação, determinando o fim dos cuidados dispensados pela fêmea.

ELSON (2003), estudando a reprodução de *Apistogramma* sp “high-fin panduro”, relatou que uma determinada fêmea durante a desova mudou os ovos de lugar por três vezes. Segundo o autor, esse tipo de mudança ainda não havia sido reportado, e as espécies de *Apistogramma* apresentam comportamentos reprodutivos em cativeiro muito parecidos com os realizados no ambiente natural.

4.2 Idade da Primeira Maturação Gonadal, Número de Posturas e Ovos Liberados

De acordo com GOLDSTEIN (1988), alguns peixes do gênero *Apistogramma* não fornecem cuidados parentais nas primeiras desovas e o autor recomenda a incubação artificial dos ovos. Portanto, experimentos futuros podem verificar a possibilidade do desenvolvimento dos ovos sem os cuidados da fêmea.

A temperatura da água é um fator que pode alterar a taxa de reprodução de algumas espécies. BALDISSEROTTO (2002), determinou que para *Oreochromis mossambicus* temperaturas entre 28 a 31°C estimulam o aumento da taxa de reprodução. Em um dos locais onde *A. cactuoides* foi coletado por KULLANDER (1986), a temperatura da água atingiu 27°C. Durante o experimento, a temperatura da água dos aquários dos reprodutores variou entre 25,5±1,8°C e 26,0±1,8°C. Talvez se a temperatura da água fosse mantida mais elevada as desovas seriam mais numerosas.

RICHTER (1988) estudando a reprodução de *Apistogramma agassizii* reportou que a coloração dos ovos mais observada foi a vermelha e os peixes foram alimentados principalmente, com alimentos vivos. GOLDSTEIN (1988) recomenda que as espécies de *Apistogramma* sejam alimentadas com organismos vivos, suplementados com ração.

Durante a fase preliminar deste experimento, os reprodutores foram alimentados apenas com ração comercial para peixes ornamentais e a coloração mais observada dos ovos foi rosa claro. Segundo informações

coletadas com os produtores de *A. cactuoides* onde foram adquiridos os exemplares utilizados neste estudo, os peixes necessitariam de alimentos vivos para melhorar o crescimento e a reprodução. O alimento mais utilizado por estes produtores é a *Artemia* sp., sendo oferecidos adultos e náuplios recém-eclodidos, dependendo do tamanho dos peixes. Após a constatação desta informação, a alimentação dos reprodutores utilizados neste experimento foi modificada, sendo alimentados 3 vezes por semana com adultos de *Artemia* sp. e, diariamente com ração para peixes ornamentais. Não foram encontradas referências sobre a quantidade oferecida e, aos reprodutores os alimentos foram oferecidos *ad libitum*.

4.3 Sobrevivência Larval

A sobrevivência das larvas foi reduzida (média de 34%), entretanto, não encontramos informações sobre estes valores na natureza. Porém, constatou-se que, à partir da 2ª ou 3ª desova, as fêmeas apresentaram maiores cuidados com os ovos e larvas, caracterizando uma adaptação à atividade reprodutiva.

Segundo MOYLE and CECH-JR (2000), o cuidado parental mantém alto o nível de oxigênio ao redor dos embriões, pois, os mortos ou moribundos são afastados dos demais. Nos peixes que realizam o cuidado parental, a relação entre fecundidade e fertilidade é de difícil determinação, devido ao número de larvas e alevinos que os pais conseguem proteger. ELSON (2003) estudando a reprodução de *Apistogramma* sp. “high-fin panduro”, determinou que a fêmea protege um grupo de 10 larvas por vez. Essa informação indica que, a sobrevivência das larvas nos primeiros dias de vida é reduzida em desovas com número elevado de ovos, devido a quantidade de larvas que podem morrer decorrente da falta de cuidados da fêmea.

O substrato dos aquários (areia) utilizado como material filtrante pode ter propiciado a proliferação de patógenos, visto que, em algumas situações as larvas esfregavam o corpo no fundo do aquário. Sabe-se que, nos primeiros dias de vida as larvas são mais vulneráveis e contraem mais facilmente enfermidades (BALDISSEROTTO, 2002). NASCIMENTO e ARAÚJO-LIMA

(1993) ao estudarem o desenvolvimento inicial de *Psectrogaster amazonica* e *Potamorhina altamazonica* mantiveram larvas em aquários e adotaram como métodos para a manutenção da qualidade da água a filtração biológica, esterilização da água com raio ultravioleta e renovação da água entre 80 a 90% do volume a cada 15 dias.

Devido às larvas possuírem uma coloração parecida com a areia utilizada como substrato, o processo de captura foi demorado e estressante aos animais. Com 15 dias de vida as larvas de *A. cactuoides* foram transferidas para os aquários de crescimento (Fase 2), e para cada lote de larvas esse processo demorava cerca de 10 minutos. A exposição ao ar foi a menor possível, entretanto, as larvas ainda possuíam estruturas em formação, sendo portanto, organismos delicados e talvez, o processo de captura em rede não seja aconselhado às larvas com essa idade.

Durante o experimento, alguns casais foram mantidos em aquários sem substrato e as larvas foram retiradas do aquário com cerca de 25 dias de vida, obtendo-se menor ocorrência de mortes de larvas. LUZ (2007) estudando a relação entre alimentação (náuplios de *Artemia* sp.) e resistência ao estresse (exposição ao ar) em larvas de *Astronotus ocellatus* com 11 dias de vida, mostrou que as larvas que são expostas ao ar por mais de 5 minutos apresentam sobrevivência de $58,3 \pm 14,4\%$, e para exposições ao ar acima de 7 minutos a sobrevivência é de $4,2 \pm 7,2\%$. Segundo o autor, testes de exposição ao ar são mais um instrumento para a avaliação da qualidade das larvas.

A alimentação é outro fator importante na larvicultura de peixes. De acordo com KOVEN *et al* (2001) a alimentação pode aumentar a sobrevivência dos peixes atuando na resistência ao estresse. AKO *et al* (1994) estudando diferentes dietas na alimentação de larvas de *Mugil cephalus*, determinaram que o fornecimento de náuplios de *Artemia* sp. enriquecidos e/ou uma combinação com rotíferos *Brachionus plicatilis* aumentaram a resistência ao estresse das larvas. LUZ (2007) estudando a resistência ao estresse (exposição ao ar – manejo, larvas retiradas com rede) relacionada à alimentação das larvas de *Astronotus ocellatus* com 11 dias de vida,

determinou que as larvas que foram alimentadas com *Artemia* sp. (500 náuplios por dia para cada larva) e expostas ao ar durante 5 minutos, obtiveram sobrevivência de $62,5 \pm 10,4\%$.

Neste experimento os peixes foram alimentados até 3 vezes ao dia. ROCHA LOURES *et al* (2001) definiram que o manejo alimentar adequado é aquele onde o peixe consome baixas quantidades de alimento durante várias vezes ao dia, suprimindo suas necessidades orgânicas. Os mesmos autores, ao estudarem os hábitos alimentares em cativeiro de *Oreochromis niloticus* associado a fatores ambientais, determinaram que o melhor manejo alimentar para a espécie foi o fornecimento de ração nos horários mais quentes do dia, que ocorrem geralmente, entre as 10:00 e 16:00 h, em porções fracionadas distribuídas nesse intervalo de tempo.

As larvas foram alimentadas duas vezes ao dia com náuplios de *Artemia* sp. recém-eclodidos até o 15º dia de vida e após essa data, as larvas e juvenis de *A. cactuoides* receberam uma combinação dos mesmos náuplios recém-eclodidos e ração para peixes com 46% de PB. As informações sobre a alimentação dos peixes do gênero *Apistogramma* (larvas e adultos) são baseadas em alimentos vivos. FREY (1961) recomenda como alimentos a enquitréia (*Enchytraeus* sp.), micro-vermes (*Anguilula* sp.) e artemia (*Artemia* sp.) GOLDSTEIN (1988) recomenda como alimentos vivos a *Artemia* sp., *Daphnia* sp., *Tubifex* sp. e larvas de mosquitos do gênero *Chironomus*. RICHTER (1988) recomenda *Daphnia* sp., *Chironomus* sp., *Cyclops* sp. e *Enchytraeus* sp. antes da reprodução dos peixes.

KULLANDER and STAECK (1988) estudando *A. paucisquamis* em seu biótopo natural, no Rio Negro, Amazonas, encontraram em seu sistema digestório (estômago e intestino) cladóceros, copépodos, nematódeos, insetos terrestres, larvas de insetos aquáticos, sanguessugas, materiais vegetais e diatomáceas e, definiram que a espécie alimenta-se basicamente de zooplâncton. Segundo LILLIEDOL (2002), os peixes do gênero *Apistogramma* são onívoros e necessitam de alimentos vivos para suprir suas necessidades nutricionais. Portanto, a alimentação fornecida pode ter influenciado as taxas

de sobrevivência larval, que foram baixas, e talvez fosse necessário fornecer mais de um tipo de alimento vivo para as larvas e juvenis, principalmente nos primeiros dias de vida.

4.4 Desenvolvimento Larval

As larvas de *A. cacatuoides* eclodiram no 4º dia de vida (93 horas de desenvolvimento), a uma temperatura de 26°C, medindo entre 2,25 mm a 3,13 mm, com média de $2,85 \pm 0,21$ mm. Segundo RICHTER (1988), as larvas de *A. agassizii* eclodiram no 3º dia pós desova. MAYLAND and BORK (2001) relataram que o eclosão das larvas de *A. cacatuoides* ocorreu cerca de 60 horas após a postura. A eclosão da espécie estudada é considerada lenta, se comparada com outras espécies de teleósteos dulcícolas da região amazônica. Para *Astronotus ocellatus* a eclosão ocorreu 9 horas após a fecundação dos ovos, à temperatura de 26°C (NAKATANI *et al.*, 2001). A temperatura é um dos possíveis fatores que aceleram o desenvolvimento dos peixes (KENDALL *et al.*, 1984).

No momento da eclosão, o corpo e as estruturas das larvas de *A. cacatuoides* são pouco desenvolvidos. SANCHES *et al.* (2001), ao estudarem o desenvolvimento inicial de *Leporinus friderici* relataram que as larvas da referida espécie também eclodiram com olhos não pigmentados, boca e intestino não funcionais. Segundo Lasker, *apud* BIALETZKI *et al.* (2001), a pigmentação dos olhos e a abertura da boca ocorrem simultaneamente, e estão relacionados com a primeira alimentação exógena. Entretanto, as primeiras estruturas, como olhos pigmentados e boca funcional, surgem a partir do 7º dia de vida e as larvas de *A. cacatuoides* iniciaram a alimentação exógena no 11º dia de vida.

As larvas apresentam intensa pigmentação do vitelo, que inicia a migração para o corpo a partir do 8º dia de vida, para as regiões cranial, dorsal e caudal. Essa intensa pigmentação inicial no vitelo pode estar relacionada com a necessidade de camuflar a região do intestino e coração (áreas bastante

irrigadas), até estágios avançados de desenvolvimento (KENDALL *et al.*, 1984, RICHARDS, 2006).

As larvas tornam-se livre natantes no 9º dia de vida, de acordo com MAYLAND and BORK (2001). RICHTER (1988) estudando a reprodução de *A. agassizii* determinou que a larva torna-se livre natante por volta do 7º dia de vida.

A absorção do saco vitelino ocorreu no 10º dia de vida, no estágio de pré-flexão, e as larvas iniciaram a alimentação exógena no 11º dia de vida. BIALETZKI *et al.* (2001), ao estudarem o desenvolvimento inicial de *Auchenipterus osteomystax* relataram que a absorção do vitelo para a referida espécie ocorreu no estágio de flexão, sendo, portanto, uma absorção tardia, que garante à espécie encontrar alimento antes que sua reserva endógena acabe, caracterizando um período de alimentação mista, de acordo com Kamler, *apud* SANCHES *et al.* (2001).

Segundo KENDALL *et al.* (1984), as larvas recém-eclodidas nutrem-se do vitelo enquanto seus sistemas se desenvolvem (sensorial, circulatório, muscular e digestivo) até que seja possível a alimentação exógena, principalmente de plâncton. Para as larvas de *A. cacatuoides* conclui-se que, a absorção do vitelo ocorreu em um estágio anterior, devido os cuidados parentais que a fêmea apresenta, sendo uma adaptação evolutiva onde, no ambiente natural, as larvas são transferidas para locais adequados para se alimentarem.

A inflação da bexiga natatória iniciou-se no 12º dia de vida, ou seja, um dia após o início da alimentação exógena. Segundo MORRISON *et al.* (2001), análises histológicas em *Oreochromis niloticus* revelaram uma estrutura que conecta o trato digestivo à bexiga natatória, que é preenchida quando a larva engole ar ao se alimentar. Portanto, acredita-se que o mesmo tenha ocorrido com *A. cacatuoides*.

A partir do 15º dia de vida a larva apresenta máculas de pigmentação pelo corpo. De acordo com NAKATANI (1997), o surgimento de bandas e máculas de pigmentação pelo corpo estão relacionados com comportamentos de mimetismo em regiões do ambiente que possuam macrófitas aquáticas.

Durante o experimento as larvas foram transferidas para os aquários de crescimento (Fase 2) em média aos 15 dias de vida. Entretanto, durante as observações ao longo do desenvolvimento larval, verificou-se que nesta idade as larvas apresentam poucas estruturas internas e externas formadas. Em especial, as estruturas do sistema digestório e as nadadeiras ainda são rudimentares. A sobrevivência larval aos 15 dias de vida foi de 33,3% e a sobrevivência dos juvenis no momento da proporção entre os sexos foi relativamente menor (12,8%), que pode ter sido influenciada pelo manejo destas larvas, que apresentavam estruturas frágeis.

De acordo com BLAXTER (1984), nas etapas iniciais do desenvolvimento dos peixes, geralmente ocorrem perdas devido à fragilidade dos organismos. Portanto, recomenda-se que as larvas sejam manejadas a partir do 20º dia de vida, quando as estruturas internas e externas estão em estágios avançados de formação.

A seqüência do desenvolvimento das nadadeiras inicia-se pela caudal (6º dia de vida), peitorais (8º dia de vida), pélvicas (16º dia de vida), dorsal (17º dia de vida) e anal (18º dia de vida). A nadadeira adiposa é ausente na Família Cichlidae. Não foi possível a contagem do número de raios das nadadeiras, pois, os peixes foram observados vivos. KENDALL *et al.*(1984) e RICHARDS (2006), recomendam que a observação dos miômeros e dos raios das nadadeiras seja feita em amostras previamente fixadas e preparadas, obtendo-se peixes clareados e tingidos por métodos específicos.

O estágio larval de *A. cacatuoides* é considerado longo, com duração de 29 dias, se comparado a outros teleósteos dulcícolas. ANJOS e ANJOS (2006) ao estudarem a reprodução, o desenvolvimento embrionário e larval de *Paracheirodon axelrodi* determinaram que o desenvolvimento larval termina no

22º dia de vida, tendo início a fase de juvenil. NEUMANN *et al.* (2004), ao estudarem o desenvolvimento larval de duas variedades de *Oreochromis niloticus* e um híbrido de *Oreochromis* sp. determinaram que a fase larval termina no 19º dia de vida, quando os juvenis apresentam as características dos adultos.

O acompanhamento do desenvolvimento larval de *A. cactuoides* foi realizado com larvas vivas, diferentemente de todos os trabalhos encontrados como referência, que utilizaram amostras fixadas. Cabe ressaltar, a importância das observações em organismos vivos, que apresentam padrões de colorido e pigmentação, formato do corpo e estruturas externas íntegras, o que poderá facilitar futuras consultas sobre as fases de desenvolvimento ou identificação desta espécie. As larvas são organismos delicados, entretanto, as estudadas neste experimento se mostraram bastante resistentes às observações e manipulações, desde que, tomados os devidos cuidados, mencionados na metodologia.

Para a identificação das fases do desenvolvimento larval, algumas informações contidas em NAKATANI *et al.* (2001) não corresponderam ao observado nas larvas de *A. cactuoides*, como os eventos que precedem a mudança entre os estágios larval vitelino e pré-flexão. Porém, essa diferença pode ser explicada pela grande quantidade de espécies de peixes, que podem apresentar características reprodutivas em cativeiro diferente das realizadas em ambiente natural, e dos fatores bióticos ou abióticos, como temperatura, fotoperíodo, entre outros, que podem gerar modificações durante as etapas do desenvolvimento dos peixes.

4.5 Proporção entre os Sexos

Neste experimento, a proporção entre os sexos foi de 209 fêmeas e 134 machos, e possivelmente sofreu alteração devido ao pH ligeiramente alcalino ($7,6 \pm 0,1$) da água dos aquários. RUBIN (1985) investigando o efeito do pH na proporção entre os sexos de alevinos de peixes teleósteos demonstrou que para *A. cactuoides* a porcentagem de machos foi maior em pH ácido (92 % de

machos em pH 5,80) e menor em pH ligeiramente alcalino (13% de machos em pH 7,10). Estes resultados obtidos pelo referido autor corroboram com a proporção obtida nos aquários da Fase 2 durante o experimento. Ainda sobre os experimentos de RUBIN (1985), *A. borelli* apresentou nas mesmas condições 91% de machos em pH 5,80 e 9% de machos em pH 7,10 e *Pelvicachromis pulcher*, um ciclídeo africano, apresentou nas mesmas condições 96% de machos em pH 5,05, 52% de machos em pH 6,10 e 20% de machos em pH 6,90.

RÖMER and BEISENHERZ (1996) estudando a influência da temperatura (3 faixas de temperatura diferentes) e pH (3 valores de pH diferentes) em 39 peixes teleósteos também determinaram que para *A. cacatuoides* o pH é o fator que determina a proporção entre os sexos dos alevinos (84,3% de machos em temperatura de 26°C e pH 4,5, 83,0% de machos em temperatura de 29°C e pH 5,5). Os mesmos autores descobriram que o efeito da interação pH-temperatura sobre os ovos, larvas e juvenis de *A. trifasciata* é ativo durante as primeiras 800 horas do desenvolvimento, pois, o sexo da progênie não é determinado no momento da sua concepção, podendo sofrer alterações na proporção sexual em um período até 35 dias pós-desova, e segundo os autores, determinante na proporção entre os sexos das espécies do gênero *Apistogramma*.

Segundo RUBIN (1985), a produção de um único sexo nas desovas pela manipulação do pH pode ser útil na piscicultura de ornamentais, uma vez que, para a espécie estudada, os machos possuem melhor valor comercial que as fêmeas devido ao padrão de colorido. Entretanto, é necessário que se conheça os efeitos possíveis decorrentes de fatores externos. Fritz, *apud* RUBIN (1985), e Haines, *apud* RUBIN (1985), relataram que baixos valores de pH podem interferir na reprodução de peixes, como: diminuição da motilidade dos espermatozoides, desequilíbrio do sistema endócrino em fêmeas maduras, dano ao material genético do óvulo em desenvolvimento e inibição da produção e/ou ação de hormônios.

A quantidade de juvenis obtidos no final do experimento foi baixa (12% de 3134 ovos liberados). Os aquários de crescimento (Fase 2) possuíam 20 L de capacidade e as densidades iniciais por aquário variaram entre 10 e 96 larvas.

O tempo necessário para se verificar o dimorfismo entre os sexos dos juvenis em média foi de 176 dias, variando entre 92 e 280 dias. A sobrevivência dos juvenis no final do experimento em média foi de 13%, variando entre 2 e 53%.

A densidade de estocagem é um dos fatores que devem ser considerados no cultivo de peixes, entretanto, sua interpretação sofre influência de alguns fatores, como: sistema de cultivo, alimento, qualidade da água, entre outros. A densidade de estocagem pode afetar o crescimento (Hatzathanasiou *apud* CAMPAGNOLO e NUÑER (2006)), a sobrevivência (Kestemont, *apud* CAMPAGNOLO e NUÑER (2006)) e o comportamento (Baskerville-Bridges and Kling, *apud* CAMPAGNOLO e NUÑER (2006)), das larvas de peixes.

Segundo BALDISSEROTTO (2002), algumas espécies de peixes podem apresentar melhores taxas de sobrevivência em baixas densidades de estocagem, entretanto, pode ocorrer sub-aproveitamento de espaço disponível para o cultivo. JOBLING (1994) e BALDISSEROTTO (2002) afirmam que, em altas densidades a decomposição do excesso de alimentos e de resíduos nitrogenados decorrentes da excreção dos peixes, pode causar grande mortalidade e redução do crescimento.

BARCELLOS *et al.* (2000) afirmam que, a má qualidade da água de cultivo associada ao aumento da densidade de estocagem ocasionam, em muitos casos, aumento do estresse e surgimento de doenças. CAMPAGNOLO e NUÑER (2006) estudando a sobrevivência e o crescimento de larvas de *Pseudoplatystoma corruscans* (em aquários sem recirculação de água e alimentadas com náuplios de *Artemia* sp.) em diferentes densidades de cultivo, obtiveram maior sobrevivência na densidade de 15 larvas/L. Segundo os autores, em densidades elevadas o aumento das concentrações de amônia não ionizada (maior que 0,02 mg NH₃/L nas densidades superiores a 55

larvas/L) e de nitrito (maior que 0,5 mg NO₂⁻/L nas densidades superiores a 15 larvas/L), presentes na água de cultivo, possivelmente estiveram relacionados com a redução da sobrevivência.

Segundo BOYD (1990), a amônia não ionizada (NH₃) acima de 0,2 mg/L pode diminuir a sobrevivência dos peixes, devido sua ação tóxica sobre os organismos aquáticos, e ARANA (2004) afirma que o nitrito (NO₂⁻) acima de 1,0 mg/L pode atingir concentrações tóxicas em sistemas de cultivo, diminuindo a sobrevivência dos peixes. Mas estes valores podem variar em função da espécie estudada, da forma de cultivo, manejo alimentar, estágio de desenvolvimento ontogenético do peixe, entre outros fatores.

Durante o experimento não foi possível o acompanhamento das concentrações de amônia (ionizada e não ionizada), nitrito e nitrato presentes na água dos aquários utilizados, entretanto, recomenda-se que experimentos futuros sobre reprodução em sistemas fechados acompanhem estes compostos.

Segundo GOLDSTEIN (1988), os peixes do gênero *Apistogramma* contraem facilmente bacterioses em aquários com excesso de detritos. Neste experimento foi constatado uma baixa sobrevivência dos alevinos nos aquários para determinação da proporção entre os sexos (Fase 2), possivelmente devido a enfermidades que afetaram os lotes de larvas. Nestes aquários a limpeza foi semanal, através da sifonagem dos detritos acumulados no fundo.

Talvez seria necessário a limpeza diária dos aquários, bem como, uma maior taxa de renovação da água e como prevenção a aplicação de tratamentos profiláticos para que as taxas de sobrevivência das larvas e juvenis pudessem atingir valores maiores.

4.6 Parâmetros Físicos e Químicos da Água

A temperatura da água esteve entre 25,5 e 26,0°C, dentro dos limites recomendados para criação de peixes amazônicos (BALDISSEROTTO, 2002). FREY (1961) recomenda para a reprodução de *A. agassizii* e *A. cacaotoides* temperaturas entre 25 a 28°C. RICHTER (1988) reporta que induz a reprodução de *A. agassizii* adicionando água a 25°C.

Nos aquários de reprodução (Fase 1) o pH esteve entre 7,2 e 7,7. Entretanto, FREY (1961), recomenda para a reprodução de *A. agassizii* e *A. cacaotoides* água levemente ácida. Segundo KUBITZA (1999), valores de pH entre 6,5 a 8,0 são adequados à produção de peixes de valor comercial e valores abaixo ou acima desta faixa podem prejudicar o crescimento e a reprodução, e em condições extremas podem causar a morte dos peixes. Os valores de pH observados, neste experimento, estiveram dentro da faixa recomendada pelo referido autor.

Nos aquários de reprodução (Fase 1), os valores da alcalinidade estiveram entre 15,2 e 20,0 mg CaCO₃/L e os valores do cálcio estiveram entre 6,9 e 7,7 mg Ca⁺²/L. ROJAS e ROCHA (2004), estudando a influência da alcalinidade no crescimento de larvas de *Oreochromis niloticus*, determinaram que os valores de alcalinidade e cálcio que proporcionaram melhor crescimento, peso e fator de condição relativo foram de 32,58±5,64 (mg CaCO₃/L) e 13,27±1,44 (mg Ca⁺²/L), respectivamente, demonstrando que estes parâmetros interferem nos processos fisiológicos de organismos aquáticos, e talvez, as larvas e juvenis de *A. cacaotoides* cresceriam mais rápido em águas contendo maiores concentrações de cálcio.

Apesar de não existirem referências específicas para a espécie estudada, os valores de alcalinidade e cálcio estão fora dos padrões recomendados por BOYD (1990). Este autor recomenda de forma genérica para criação de peixes tropicais, valores entre 25 a 100 mg CaCO₃/L para alcalinidade e de 12 a 15 mg Ca⁺²/L para a concentração de cálcio. Experimentos futuros podem determinar se em maiores concentrações de

alcalinidade e cálcio as larvas e juvenis de *A. cactuoides* obtenham maior crescimento. Os valores de oxigênio dissolvido estiveram entre 7,0 e 7,2, mg O₂/L mantendo-se dentro do limite de 4 a 10 mg O₂/L, recomendado por BOYD (1990).

De acordo com VAL and ALMEIDA-VAL (1995) três tipos básicos de água ocorrem na Amazônia: turvas (vindas dos Andes, com grandes quantidades de silte e materiais em suspensão), escuras (contendo ácidos húmicos de plantas decompostas pela inundação) e claras (ricas em minerais), que conferem diferentes características físicas, químicas e biológicas aos corpos d'água, produzindo uma fauna específica e muito adaptada a sobreviver às flutuações sazonais. Essa facilidade de adaptação a vários ambientes torna o *A. cactuoides* uma espécie de grande importância para a piscicultura nacional, levando-nos a dedicar a estudos básicos sobre a reprodução dos ciclídeos brasileiros quando mantidos em cativeiro.

5. CONCLUSÕES

Apistogramma cacatuoides apresenta atividades de corte e cuidado parental, demonstrado através das atividades para preparação do abrigo para desova, construção de ninhos, proteção dos ovos e larvas, por períodos que se estendem até após a absorção do saco vitelínico. A primeira maturação gonadal variou entre 190 e 301 dias e entre todos os casais, foram obtidas 88 posturas, com o total de ovos liberados variando entre 95 e 1.410. A sobrevivência larval variou entre 12 e 70%, o desenvolvimento larval durou 29 dias e a proporção entre os sexos foi de 1,6 fêmea para 1 macho

As perspectivas futuras para a reprodução em cativeiro desta espécie envolvem o aumento da sobrevivência larval, a adequação dos diferentes tipos de alimentos para larvas, juvenis e adultos e a manipulação dos parâmetros físicos e químicos da água, o que poderia proporcionar o aumento da produção, tornando-a economicamente viável.

Além de possibilitar o dimensionamento de projetos de piscicultura para a espécie, visando o atendimento ao mercado de peixes ornamentais, o conhecimento das características reprodutivas de *A. cacatuoides* possibilitará futuros repovoamentos do ambiente, que poderão auxiliar na redução da predação das populações naturais.

6. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGBAYANI, E. 2007 Scientific valid names of genus *Apistogramma*. Disponível em: <http://www.fishbase.org/search.cfm>. Acesso em: 25 abr 2007.

AKO, H.; TAMARU, C. S.; BASS, P.; LEE, C. S. 1994 Enhancing the resistance to physical stress in larvae of *Mugil cephalus* by feeding of enriched *Artemia* nauplii. *Aquaculture*, Amsterdam, 122: 81-90.

ALVES, F. C. M.; ROJAS, N. E. T.; ROMAGOSA, E. 2004a Táticas reprodutivas de *Apistogramma cacatuoides* Hoedeman, 1951 (Cichlidae, Perciformes), em condições de laboratório. In: ENCONTRO DE BIÓLOGOS DO CONSELHO REGIONAL DE BIOLOGIA – CRBio1, 15., São Pedro, 4-7/abril/2004. *Anais...* São Paulo: Conselho Regional de Biologia – CRBio1 p.161.

ALVES, F. C. M.; DE SOUZA, J. R.; ROJAS, N. E. T.; ROMAGOSA, E. 2004b Estratégias reprodutivas de um ciclídeo anão *Apistogramma cacatuoides* em condições laboratoriais. In: SEMANA TEMÁTICA DA BIOLOGIA, 7., São Paulo, 20-24/set./2004. *Anais...* São Paulo: Semana da Biologia da Universidade de São Paulo. p. 43.

ANJOS, H. D. B dos e E ANJOS, C. R. dos 2006 Biologia reprodutiva, desenvolvimento embrionário e larval do “cardinal tetra”, *Paracheirodon axelrodi*, SCHULTZ, 1956 (Characiformes: Characidae) em laboratório. *Boletim do Instituto de Pesca*, São Paulo. 32 (1): 151-160.

ANNETT, C. A.; PIEROTTI, R.; BAYLIS, J. R. 1999 Male and female parental roles in the monogamous cichlid, *Tilapia mariae*, introduced in Florida. *Environmental Biology of Fishes*, New York, 54: 283-293.

APHA (American Public Health Association) 1998 *Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater*. 20 ed. Washington, D.C. 1085p.

ARANA, L. A. V. 2004 *Princípios Químicos de Qualidade da Água em Aqüicultura: Uma revisão para Peixes e Camarões*. 2ªed. Florianópolis: UFSC. 231 p.

BAERENDS, G. P. and BAERENDS-VAN ROON, J. M. 1950 An introduction to study of the etology of cichlid fishes. *Behaviour*, Weerdinge, 1: 1-243.

BALDISSEROTTO, B. 2002 *Fisiologia de Peixes Aplicada à Piscicultura*. Santa Maria: UFSM. 211 p.

BARCELLOS, L. J. G.; SOUSA, S. M. G.; WOEHL, V. M. 2000 Estresse em peixes: fisiologia da resposta ao estresse, causas e conseqüências (Revisão). *Boletim do Instituto de Pesca*, São Paulo, 26 (1): 99-111.

BARLOW, G. W. 1974 Contrasts in social behaviour between Central American cichlid fishes and coral-reef surgeon fishes. *American Zoology*, Virginia, 14: 9-34.

BIALETZKI, A.; BAUMGARTNER, G.; SANCHES, P. V.; GALUCH, A. V.; LUVISUTO, M. A.; NAKATANI, K.; CAVICCHIOLI-MAKRAKIS, M.; BORGES, M. E. E. 2001 Caracterização do desenvolvimento inicial de *Auchenipterus osteomystax* (Osteichthyes, Auchenipteridae) da bacia do rio Paraná, Brasil. *Acta Scientiarum*, Maringá, 23 (2): 377-382.

BLAXTER, J. H. S. 1984 Ontogeny, systematics and fisheries. In: MOSER, H. G.; RICHARDS, W. J.; COHEN, D. M.; FAHAY, M. P.; KENDALL, JR. A. W.; RICHARDSON, S. L. (Editors). ONTOGENY AND SYSTEMATICS OF FISHES: Based on International Symposium dedicated to the memory of Elbert Halvor Ahlstrom. Lawrence: American Society of Ichthyologists and Herpetologists, (Sponsored by The National Marine Fisheries Service – National Oceanic and Atmosphere Administration – Special Publication Number 1 / American Society of Ichthyologists and Herpetologists, KS, USA) 1-6 p.

BOYD, C. E. 1990 *Water Quality in Ponds for Aquaculture*. 1ªed. Alabama: Birmingham Publishing Co. 482p.

BREDER, C. M. and ROSEN, D. E. 1966 *Modes of Reproduction in Fishes*. New York: Natural History Press. 941 p.

BRITSKI, H. A. 1972 *Peixes de Água doce do Estado de São Paulo – Sistemática*. Comissão Interestadual da Bacia do Paraná – Paraguai. 216 p.

CAMPAGNOLO, R. e NUÑER, A. P. de O. 2006 Sobrevivência e crescimento de larvas de surubim, *Pseudoplatystoma corruscans* (Pisces, Pimelodidae), em diferentes densidades de estocagem. *Acta Scientiarum Animal Scientiarum*, Maringá, 28(2): 231-237.

CHAO, N. L. 2003 *Projeto Mariuá – Bases ecológica, tecnológicas e sócio-econômicas para o manejo sustentável de peixes ornamentais e quelônios na Bacia do Rio Negro, Amazonas*. Disponível em: http://www.cnpq.br/areas/pronex/resumos/vida/124_98.htm. Acesso em: 27 mai 2003.

DUPUIS, H. M. C. and KEENLEYSIDE, M. H. A. 1982 Egg-care behaviour of *Aequidens paraguayensis* Pisces (CICHLIDAE) in relation to predation pressure and spawning substrate. *Canadian Journal of Zoology*, Toronto, 60: 1794-1799.

ELSON, G. 2003 Trough a small window – Ain't Misbehavin'. *Tropical Fish Hobbyist*, New Jersey, 51(6): 66-68.

FREY, H. 1961 *Illustrated Dictionary of Tropical Fishes*. New York: T.F.H. 768 p.

FRYER, G. and ILES, T. D. 1972 *The Cichlid Fishes of the Great Lakes of Africa: Their Biology and Evolution*. London / Edinburgh: Oliver and Boyd. 642 p.

FUJIYOSHI, S. 2003 *Peixe Ornamental – Exportação movimentada acima de US\$ 350 mil*. Disponível em: <http://www.revistaagroamazonica.com.br/ornamentais.htm>. Acesso em: 27 mai 2003.

GLASER, U. and GLASER, W. 1996 *Southamerican Cichlids II*. Mörfelden-Walldorf: Verlag A.C.S. 110p.

GOLDSTEIN, R. J. 1988 *Cichlids of the World*. 2^a.ed. New York: T.F.H. 382 p.

GOUDING, M. 1980 *The Fishes and the Forest: Explorations in Amazonian Natural History*. California: University of California. 280 p.

ITZKOWITZ, M. 1984 Parental division of labor in a monogamous cichlid fish. *Behaviour*, Weerdinge, 89: 251-260.

ITZKOWITZ, M. 1985 Sexual differences in offspring defense in a monogamous cichlid fish. *Zoology Tierpsychology*, Hamburg, 70: 247-255.

JOBLING, M. 1994 *Fish Bioenergetics*. London: Chapman & Hall. 309p.

KEENLEYSIDE, M. H. A. 1991 *Cichlid Fishes: Behaviour, Ecology and Evolution – Fish and Fisheries Series 2*. London: Chapman & Hall. 378 p.

KENDALL, JR., A. W.; AHLSTROM, E. H.; MOSER, H. G. 1984 Early life history stages of fishes and their characters. In: MOSER, H. G.; RICHARDS, W. J.; COHEN, D. M.; FAHAY, M. P.; KENDALL, JR. A. W.; RICHARDSON, S. L. 1984 (Editors). *ONTOGENY AND SYSTEMATICS OF FISHES: Based on International Symposium dedicated to the memory of Elbert Halvor Ahlstrom*. Lawrence: American Society of Ichthyologists and Herpetologists, (Sponsored by The National Marine Fisheries Service – National Oceanic and Atmosphere Administration – Special Publication Number 1 / American Society of Ichthyologists and Herpetologists, KS, USA). 11-22p.

KOVEN, W. M.; BARR, Y.; LUTSKY, S.; BEN-ATIA, I.; WEISS, R.; HAREL, M. BEHERNS, P.; TANDLER, A. 2001 The effect of dietary arachidonic acid (20:4n 6) on growth, survival and resistance to handling stress in gilthead seabream (*Sparus aurata*) larvae. *Aquaculture*, Amsterdam, 193: 107-122.

KUBITZA, F. 1999 *Qualidade da Água na Produção de Peixes*. 3^aed. Jundiaí: Degaspari. 97 p.

KULLANDER, S. O. 1986 *Cichlid Fishes of the Amazon River drainage of Peru*. Stockolm: Märstatryck Ab. 431 p.

KULLANDER, S. O. and STAECK, W. 1988 Description of a new *Apistogramma* species (TELEOSTEI, CICHLIDAE) from the Rio Negro in Brazil. *Cybiurn*, Paris, 12 (3): 189-201.

LAVERY, R. J. and KEENLEYSIDE, M. H. A. 1990 Parental investment of a biparental cichlid fish, *Cichlasoma nigrofasciatum*, in relation to brood size and past investment. *Animal Behaviour*, New York, 40: 1128-1137.

LAVERY, R. J. and REEBS, S. G. 1994 Effect of male removal on current and subsequent parental care in the convict cichlid (PISCES, CICHLIDAE). *Ethology*, Berlin, 97: 265-277.

LEIBEL, W. S. 1997 Environmental determination of sex in Apistos. *Tropical Fish Hobbyist*, New Jersey, 45 (5): 124-127.

LILLIEDOLL, N. 2000 *Tank Set-Up for Dwarf Cichlids*. Disponível em: <<http://www.apistogramma.com/tanksetup.htm>> Acesso em: 29 nov. 2000.

LILLIEDOLL, N. 2002 *Dwarf Cichlid Nutrition*. Disponível em: <<http://www.apistogramma.com/dwarfcichlidnutrition.htm>> Acesso em: 23 jun. 2003.

LIMA, A. O.; BERNARDINO, G.; PROENÇA, C. E. M. de. 2001 Agronegócio de peixes ornamentais no Brasil e no mundo. *Panorama da Aqüicultura*, Rio de Janeiro, 11 (65): 14-24.

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

MAYLAND, H. J. and BORK, D. 2001 The *Apistogramma cactuoides* complex. *Tropical Fish Hobbyist*, New Jersey, 49 (7): 88-97.

MCALLISTER, D. E.; HAMILTON, A. L.; HARVEY, B. 1997 Global freshwater biodiversity: striving for the integrity of freshwater ecosystems. *Sea Wind. Bulletin of Ocean Voice International*, Ottawa, 11 (3):July-September.

MERCY, A. T. V. 2003 Status of standardization of breeding and propagation technology of indigenous ornamental fishes of the western ghats. In: WORLD AQUACULTURE SOCIETY WAS, 1., Salvador, 19-23/maio/2003. *Anais...* Salvador: World Aquaculture Society. p. 41.

MORLEY, J. I. and BALSHINE, S. 2003 Reproductive biology of *Eretmodus cyanostictus*, a cichlid fish from Lake Tanganyika. *Environmental Biology of Fishes*, New York, 66: 196-179.

MORRISON, C. M.; MIYAKE, T.; WRIGHT JR, J. R. 2001 Histological study of the development of the embryo and early larva of *Oreochromis niloticus* (Pisces: Cichlidae). *Journal of Morphology*, North Carolina, 247:172-195.

- MOYLE, P. B. and CECH-JR, J. J. 2000 *Fishes: An Introduction to Ichthyology*. 4^{ed}. New Jersey: Prentice Hall. 612 p.
- MROWKA, W. 1982 Effect of removal of the mate on the parental care behaviour of the biparental cichlid *Aequidens paraquayensis*. *Animal Behaviour*, New York, 30: 295-297.
- NAKATANI, K. 1997 Ecologia de ovos e larvas de peixes In: VAZZOLER, A. E. A. M. 1997. *A Planície de Inundação do Alto Rio Paraná: Aspectos Físicos, Biológicos e Socioeconômicos*. Maringá: EDUEM/UEM/Nupélia. 281-306 pp.
- NAKATANI, K.; AGOSTINHO, A. A.; BAUMGARTNER, G.; BIALETZKI, A.; SANCHES, P. V.; MAKRAKIS, M. C.; PAVANELLI, C. S. 2001 *Ovos e Larvas de Peixes de Água Doce – Desenvolvimento e Manual de Identificação*. 1^{ed}. Maringá EDUEM/UEM/NUPÉLIA. 378p.
- NASCIMENTO, F. L. e ARAÚJO-LIMA, C. 1993 Descrição das larvas de *Psectrogaster amazonica* e *Potamorhina altamazonica* (Curimatidae, Pisces) da Amazônia Central. *Acta Amazonica*, Manaus, 23(4): 457-472.
- NELSON, J. S. 1994 *Fishes of the World*. 3^{ed}. John Wiley & Sons. 600 p.
- NEUMANN, E.; BRAGA, F. M. DE S.; KOBERSTEIN, T. C. R. D. 2004 Larval development of three tilapia's strains: two of *Oreochromis niloticus* and one hybrid *Oreochromis* sp. In: MACKINLAY, D. 2004 (Editor) *PHYSIOLOGY OF FISH EGGS AND LARVAE: International Congress on the Biology of Fish*, Manaus, 1-5/ago./2004. *Anais...* Manaus: American Fisheries Society. p.119-122.
- NOGUEIRA, G. 2003 *A alternativa dos peixes ornamentais*. Disponível em: <http://www.cnpm.embrapa.br/projetos/demene/ornam.html>. Acesso em: 27 mai 2003.
- POUGH, F. H.; JANIS, C.M.; HEISER, J. B. 2003 *A Vida dos Vertebrados*. 3^{ed}. São Paulo: Atheneu. 699 p.
- RICHARDS, W. J. 2006 *Early Stages of Atlantic Fishes – An Identification Guide for the Western Central North Atlantic*. Vol. I. Florida: Taylor & Francis Group. 5-14p.
- RICHTER, H. J. 1988 The red form of *Apistogramma agassizii*. *Tropical Fish Hobbyist*, New Jersey, 37 (1):10-17.
- ROCHA-LOURES, B. T. R.; RIBEIRO, R. P.; VARGAS, L.; MOREIRA, H. L. M.; SUSSEL, F. R.; POVH, J. A.; CAVICHIOLO, F. 2001 Manejo alimentar de alevinos de tilápia do Nilo, *Oreochromis niloticus* (L.), associado às variáveis físicas, químicas e biológicas do ambiente. *Acta Scientiarum*, Maringá, 23(4): 877-883.

- ROGERS, W. 1988 Parental investment and division of labor in the Midas cichlid (*Cichlasoma citrinellum*). *Ethology*, Berlin, 79: 126-142.
- ROJAS, N. E. T. e ROCHA, O. 2004 Influência da alcalinidade da água sobre o crescimento de larvas de Tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus* Linnaeus, 1758 Perciformes, Cichlidae). *Acta Scientiarum*, Maringá, 26(2): 163-167.
- RUBIN, D. A. 1985 Effect of pH on sex ratio in cichlids and a poeciliid (TELEOSTEI). *Copeia*, Kansas, 1: 233-235.
- RÖMER, U. and BEISENHERZ, W. 1996 Environmental determination of sex in *Apistogramma* (Cichlidae) and two other freshwater fishes (TELEOSTEI). *Journal of Fish Biology*, Oxford, 48: 714-725.
- SANCHES, P. V.; BAUMGARTNER, G.; BIALETZKI, A.; SUIBERTO, M. R.; GOMES, F. D. C.; NAKATANI, K.; BARBOSA, N. D. DE C. 2001 Caracterização do desenvolvimento inicial de *Leporinus friderici* (Osteichthyes, Anostomidae) da bacia do rio Paraná, Brasil. *Acta Scientiarum*, Maringá, 23 (2): 383-389.
- SANTOS, E. 1981 *Peixes da Água Doce*. 2ªed. Belo Horizonte: Itatiaia. 267 p.
- SMITH-GRAYTON, P. K. and KEENLEYSIDE, M. H. A. 1978 Male-female parental roles in *Heterotilapia multispinosa* (PISCES: CICHLIDAE). *Animal Behaviour*, New York, 26: 520-526.
- TOWNSHEND, T. J. and WOOTTON, R. J. 1985 Variation in the mating system of a biparental cichlid fish, *Cichlasoma panamense*. *Behaviour*, Weerdinge, 95: 181-197.
- VAL, A. L. and de ALMEIDA-VAL, M. N. F. 1995 *Fishes of the Amazon and their Environment: Physiological and Biochemical aspect*. Berlin: Springer Verlag. 224 p.
- VAZZOLER, A. E. A. de M. 1996 *Biologia da Reprodução de Peixes Teleósteos: Teoria e Prática*. Maringá: EDUEM. 169 p.
- VIDAL-JUNIOR, M. V. 2002 As boas perspectivas para a piscicultura ornamental. *Panorama da Aquicultura*, Rio de Janeiro, 12 (71): 41-45.
- VIDAL JUNIOR, M. V. 2003 Peixes ornamentais – Reprodução em aqüicultura. *Panorama da Aqüicultura*, Rio de Janeiro, 13 (79): 22-27.