



UNIVERSIDADE FEDERAL DO CEARÁ
INSTITUTO DE CIÊNCIAS DO MAR
PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS MARINHAS TROPICAIS

ROSSI LELIS MUNIZ SOUZA

REPRODUÇÃO INDUZIDA DE ARIACÓ, *Lutjanus synagris* (LINNAEUS, 1758),
EM CATIVEIRO.

FORTALEZA
Junho de 2012

SOUZA

TESE DE DOUTORADO

2012

ROSSI LELIS MUNIZ SOUZA

REPRODUÇÃO INDUZIDA DE ARIACÓ, *Lutjanus synagris* (LINNAEUS, 1758),
EM CATIVEIRO.

Tese submetida à Coordenação do Curso de Pós-Graduação em Ciências Marinhas Tropicais do Instituto de Ciências do Mar, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do grau de Doutor em Ciências Marinhas Tropicais.

Área de concentração: Utilização e Manejo de Ecossistemas Marinhos e Estuarinos

Orientador: Prof. Manuel Antônio de Andrade Furtado Neto, Ph.D.

FORTALEZA
Junho de 2012

Souza, Rossi Lelis Muniz.
Reprodução induzida de ariacó, *lutjanus synagris*
(Linnaeus,1758), em cativeiro / Rossi Lelis Muniz Souza. 2012.
131 f.

Orientador: Prof. Manuel Antônio de Andrade
Furtado Neto, Ph.D.

Área de concentração: Utilização e Manejo de
Ecossistemas Marinhos e Estuarinos

Tese (Doutorado) – Universidade Federal do Ceará,
Instituto de Ciências do Mar, Fortaleza, 2012.

ROSSI LELIS MUNIZ SOUZA

REPRODUÇÃO INDUZIDA DE ARIACÓ, *Lutjanus synagris* (LINNAEUS, 1758),
EM CATIVEIRO.

Tese submetida à Coordenação do Curso de Pós-Graduação em Ciências Marinhas Tropicais do Instituto de Ciências do Mar, da Universidade Federal do Ceará, como requisito parcial para obtenção do grau de Doutor em Ciências Marinhas Tropicais. Área de concentração: Utilização e Manejo de Ecossistemas Marinhos e Estuarinos.

Data marcada da defesa: 22/06/2012

Aprovada em: ___/___/_____

BANCA EXAMINADORA

Prof. Manuel Antônio de Andrade Furtado Neto, Ph.D.
(Orientador)
Universidade Federal do Ceará
Instituto de Ciências do Mar – LABOMAR

Prof. Dr. Luis Parente Maia
Universidade Federal do Ceará
Instituto de Ciências do Mar

Prof. Dr. Aldeney Andrade Soares Filho
Universidade Federal do Ceará
Departamento de Engenharia de Pesca

Prof.^a Dr.^a Célia Maria de Souza Sampaio
Universidade Estadual do Ceará
Coordenação de Ciências Biológicas

Prof. Dr. Graco Aurélio Câmara de Melo Viana
Universidade Federal do Rio Grande do Norte
Departamento de Oceanografia e Limnologia

Aos meus pais pela minha criação e força nos momentos em que mais precisei, e a minha esposa e filhos pelo amor e carinho.

AGRADECIMENTOS

A DEUS por ter me dado forças para continuar lutando.

Aos meus Pais e Familiares por todo apoio a mim prestados.

A minha esposa Cristiane e a meus filhos Felipe e Juliana por estarem sempre ao meu lado.

Ao Professor Doutor Manuel Antônio de Andrade Furtado Neto pela orientação precisa e todo apoio durante o curso de doutorado, mas principalmente pela amizade.

Ao Professor Doutor Luis Parente Maia, pelo companheirismo e ajuda, além de ter cedido às instalações do Centro de Estudos Ambientais e Costeiros - CEAC, para o desenvolvimento desse trabalho.

Aos Professores Doutores Aldeney Andrade Soares Filho, Graco Aurélio Câmara de Melo Viana e Célia Maria de Souza Sampaio, pela camaradagem e por terem me dado à honra de tê-los como membros de minha banca julgadora.

A Empresa Technoacqua que me deu todo o suporte necessário para o desenvolvimento da pesquisa, e principalmente o apoio dos Amigos Rommel Darlan Feitosa e Valter Braga Souza Junior.

Ao Conselho Nacional de Desenvolvimento Científico e Tecnológico – CNPq, por ter fomentado a bolsa de doutorado para o desenvolvimento deste trabalho.

Ao bolsista Roberto Kobayashi pela ajuda nos trabalhos desenvolvidos nessa pesquisa, e principalmente pela paciência de fotografar as larvas.

A Mayra Vettorazi pela ajuda nos trabalhos de captura e transporte dos reprodutores e de tradução de texto, e principalmente pela amizade.

E a todos os bolsistas e amigos que fazem ou fizeram parte da equipe do CEAC, em especial o pessoal do Unidade de Pesquisa em Piscicultura Marinha - UPPMAR.

“A ciência humana de maneira nenhuma nega a existência de Deus. Quando considero quantas e quão maravilhosas coisas o homem compreende, pesquisa e consegue realizar, então reconheço claramente que o espírito humano é obra de Deus, e a mais notável.”

(Galileu Galilei)

RESUMO

O ariacó, *Lutjanus synagris*, faz parte da família Lutjanidae, peixes considerados pargos, possui um alto valor comercial e uma elevada procura no Estado do Ceará. A presente Tese teve como objetivo realizar a indução da desova do ariacó, mediante tratamento com hormônio, e a descrição do desenvolvimento embrionário e larval da espécie, visando um cultivo em nível piloto. O estudo foi desenvolvido no período de março de 2008 a dezembro de 2011, na Unidade de Pesquisa em Piscicultura Marinha do Centro de Estudos Ambientais Costeiros, do Instituto de Ciências Mar (LABOMAR), da Universidade Federal do Ceará (UFC), localizado no município do Eusébio, Estado de Ceará, Brasil. Um total de 243 exemplares de ariacó (*L. synagris*) foram capturados na natureza por meio de pesca com anzol e armadilhas. Foram separados 72 reprodutores, 24 fêmeas, escolhidas de acordo com o desenvolvimento gonadal verificado por canulação, e 48 machos, escolhidos por apresentarem liberação de sêmen, quando da massagem abdominal, com pesos médios respectivos de $0,381 \pm 0,154$ e $0,353 \pm 0,105$ kg. Os ariacós foram distribuídos em três tratamentos com oito repetições cada. Em cada tratamento, as fêmeas receberam doses hormonais distintas de: 1.000, 1.250 e 1.500 UI de HCG por kg de peso corpóreo. A aplicação do HCG nas fêmeas foi dividida em duas doses de 30 e 70% do valor total da dose, intercaladas por 24 horas. Os machos de todos os tratamentos foram marcados para se diferenciar das fêmeas, e receberam dose única de 500 UI, aplicada na ocasião da segunda dose da fêmea. As fêmeas começaram a desovar entre oito e doze horas após a segunda dose, e os valores médios registrados de O₂D, temperatura e salinidade foram de $6,2 \pm 0,11$ mg/L, $28 \pm 0,29$ °C e $35 \pm 0,64$ ‰, respectivamente. Os ovos fertilizados apresentaram como características: forma esférica, transparência, espaço perivitelínico estreito, córion claro, vitelo homogêneo e não segmentado, sem pigmentação, flutuantes com gota de óleo visível. Os valores médios dos diâmetros dos ovócitos, ovos e gotas de óleo, para o tratamento 01 (1000 UI/kg) foram de: 425 ± 16 , 659 ± 10 e 139 ± 2 ; para o tratamento 02 (1250 UI/kg), 427 ± 15 , 661 ± 14 e 140 ± 5 ; para o tratamento 03 (1500 UI/kg), 422 ± 10 , 667 ± 20 e 141 ± 5 , respectivamente. As fêmeas que receberam a dose hormonal de 1250 UI/kg de HCG (tratamento 02) foram as que apresentaram o maior número médio de ovos liberados durante a desova com $556.661,0 \pm 209.171,0$ ovos. Já as fêmeas que receberam a dose hormonal de 1000 UI/kg (tratamento 01) apresentaram o menor número médio de ovos liberados com $405.797,0 \pm 230.812,0$. As fêmeas que receberam a dose do tratamento 01 (1000 UI/kg) apresentaram a maior taxa de fertilização com $75 \pm 10\%$, seguida das que receberam a dose de 1250 e 1500 UI/kg, com 66 ± 7 e $65 \pm 17\%$ respectivamente. O desenvolvimento embrional e larval dos lutjanídeos se mostrou similar a de outros teleósteos pelágicos cultivados. A larvicultura de *L. synagris* foi registrada até o fim do 30º dias após a eclosão(DAE). O presente estudo sugere que pesquisas mais detalhadas sobre alimentação das larvas desta espécie devem ser desenvolvidas para obtenção de maiores níveis de sobrevivência, principalmente nos primeiros 30 DAE.

Palavras chaves: Peixe marinho, indução hormonal, HCG, desova.

ABSTRACT

The lane snapper, *Lutjanus synagris*, part of the family Lutjanidae, considered snappers fish, has a high commercial value and a high demand in the State of Ceará. The aim of the current thesis was to perform the induced spawning of lane snapper, through hormonal treatment, and to describe the embryonic development and larvae rearing of this species, aiming its breeding at experimental level. The work was developed between March 2008 and December 2011, at the Marine Fish Farming Research Unit of the Coastal Environmental Studies Center of Federal University of Ceará (UFC) Marine Science Institute (LABOMAR), located at Eusébio, Ceará, Brazil. A total of 243 lane snapper specimens were captured in the wild by line and hook and traps. Seventy-two broodstock were kept separately, being 24 females, chosen accordingly to the gonads development (accessed by cannulation), and 48 males ripping milt, with mean weight of 0.381 ± 0.154 e 0.353 ± 0.105 kg, respectively. The broodstock was distributed into three treatments with eight repetitions each. In each treatment, the females received distinct hormonal doses of 1000, 1.250 and 1.500 UI of HCG per kg of corporal weight. The females were injected HCG twice, 30 and 70% of the total doses, in between 24 hours. All treatment males were marked so they would be different from females and were injected a sole 500 UI of HCG dose at the same time at the females' second dose. The females started to spawn between eight and twelve hours after the last dose. Dissolved O₂, temperature and salinity mean values at spawning time were 6.2 ± 0.11 mg/L, 28 ± 0.29 °C e 35 ± 0.64 ‰, respectively. The fertilized eggs presented the following features: spherical shape, transparency, narrow perivitelline space, light corium, homogenic and non segmented vitelo, no pigmentation and buoyants with visible oil droplet. The oocytes, eggs and oil droplets mean diameter for treatment 1 (1000 UI/Kg) were: 425 ± 16 , 659 ± 10 e 139 ± 2 µm; for treatment 2 (1250 UI/Kg) were: 427 ± 15 , 661 ± 14 e 140 ± 5 µm; for treatment 3 (1500 UI/kg) were: 422 ± 10 , 667 ± 20 e 141 ± 5 µm, respectively. The females which received the 1250 UI of HCG/Kg hormonal dose (treatment 2) were the ones that spawned the greatest number of eggs, $556,661.0 \pm 209,171.0$. The females which were induced with 1000 UI of HCG/Kg (treatment 1) spawned the smallest number of eggs, $405,797.0 \pm 230,812.0$. The females which were induced with 1000 UI of HCG/Kg (treatment 1) presented the best fertilization rate with $75 \pm 10\%$, followed by the ones that were induced with the doses of 1250 and 1500 UI of HCG/Kg, with 66 ± 7 and $65 \pm 17\%$ respectively. The lutjanids embryonic and larval development were similar to other pelagics teleosts bred all over the world. The *L. synagris* hatching was registered until the 30^o day after eclosion (DAE). The present study suggests that further researches should be carried out to elucidate information about larvae dietary in order to obtain better survival rates, especially in the 30 first DAE.

Key-words: Marine finfish, hormonal induction, HCG, spawn.

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Ariacó, <i>Lutjanus synagris</i>	23
Figura 2 - Dados de captura (t) de <i>L. synagris</i> , desde os primeiros registros da FAO.	24
Figura 3 - Características morfológicas do <i>Lutjanus synagris</i> (LINNAEUS, 1758).....	26
Figura 4 - <i>L. synagris</i> mostrando a coloração na fase juvenil, quando habitam águas mais rasas (Fonte: CLARO E LINDEMAN 2008).....	26
Figura 5 - <i>L. synagris</i> mostrando a coloração na fase adulta, quando habitam águas mais profundas. (Fonte: CLARO E LINDEMAN 2008).....	27
Figura 6 - Distribuição geográfica da espécie <i>L. synagris</i>	27
Figura 7 - Padrões hormonais no eixo hipotalâmico-pituitário-gonadal e níveis de intervenção externa que podem ser utilizados para induzir a maturação e a ovulação/espermição nos peixes teleósteos.....	30
Figura 8 – Vista Aérea do Centro de Estudos Ambientais Costeiros (CEAC), do Instituto de Ciências Mar (LABOMAR) da Universidade Federal do Ceará (UFC).	49
Figura 9 - Barco utilizado nas capturas de reprodutores de ariacó, <i>L. synagris</i>	50
Figura 10 - Tanque de polietileno utilizado na acomodação e transporte dos peixes a bordo da embarcação.	51
Figura 11 - Metodologia de captura dos reprodutores de <i>L. synagris</i> , mostrando a utilização de linha e anzol e covos (esquerda para direita respectivamente).	51
Figura 12 - Uso da agulha de seringa para perfuração do estômago e bexiga natatória.....	52
Figura 13 - Medição do oxigênio dissolvido na água durante a fase de captura e transporte.....	53
Figura 14 - Sistema de quarentena utilizado para estocagem inicial dos reprodutores de <i>L. synagris</i> ..	54
Figura 15 - Retirada de uma amostra de ovócitos (a) da Fêmea de <i>L. synagris</i> , com ajuda de uma sonda uretral.....	56
Figura 16 - Balança digital, utilizada para mensurar peso dos reprodutores de ariacó, <i>L. synagris</i>	57
Figura 17 - Ictiômetro utilizado para mensurar o comprimento dos reprodutores de ariacó, <i>L. synagris</i>	58
Figura 18 - Gonadotropina coriônica humana (HCG) utilizada na indução a ovulação de <i>L. synagris</i> , em cativeiro.....	58
Figura 19 - Aplicação da dose hormonal nos reprodutores de <i>L. synagris</i> , destacando aplicação na abaixo da nadadeira peitoral, dentro da cavidade peritoneal.....	59
Figura 20 - Exemplo de marcação usada na diferenciação dos reprodutores machos de <i>L. synagris</i> , durante as práticas de indução hormonal.	60
Figura 21 - Tanques utilizados para reprodução de <i>L. synagris</i> , mostrando as coletoras de ovos acopladas na lateral dos tanques.....	61
Figura 22 - Aquários utilizados para estocagem e contagem dos ovos de <i>L. synagris</i>	62
Figura 23 - Desenho esquemático do sistema de recirculação fechado utilizado na larvicultura do <i>L.</i> <i>synagris</i>	64
Figura 24 - Sistema de recirculação fechado utilizado na larvicultura do <i>L. synagris</i> , mostrando filtro UV (a), os filtros de cartucho (b) e os tanques de larvicultura (c).....	64
Figura 25 - Alimentação das larvas <i>L. synagris</i> de acordo com o tamanho da boca.....	65
Figura 26 - Taxa de mortalidade (%) encontrada durante as doze campanhas de capturas dos reprodutores de <i>L. synagris</i> no período de abril a dezembro de 2010.	68
Figura 27 - Taxa de mortalidade encontrada durante as quarentenas realizadas com os reprodutores de <i>L. synagris</i> no período de abril a dezembro de 2010.....	68

Figura 28 - Variação dos níveis de oxigênio dissolvido obtidos durante as atividades de capturas e quarentenas dos reprodutores de <i>L. synagris</i> , durante dos meses de abril a dezembro de 2010.	69
Figura 29 - Ectoparasita do gênero <i>Lernaeolophus</i> encontrado dentro da boca dos reprodutores de <i>L. synagris</i>	70
Figura 30 - Amostra de ovócitos vitelogênicos com diâmetro $\geq 400 \mu\text{m}$, visualizados em microscópio retirados de uma fêmea de <i>L. synagris</i>	71
Figura 31 - Macho de <i>L. synagris</i> liberando sêmen (a) após massagem abdominal.	71
Figura 32 - Gráfico de dispersão, mostrando a correlação positiva entre peso das fêmeas e o diâmetro dos ovócitos das fêmeas de <i>L. synagris</i>	72
Figura 33 - Variação do O ₂ D, da água do sistema de manutenção dos reprodutores de <i>L. synagris</i> , em um período de seis meses.	72
Figura 34 - Variação da temperatura da água do sistema de manutenção dos reprodutores de <i>L. synagris</i> , em um período de seis meses.	73
Figura 35 - Variação da salinidade da água do sistema de manutenção dos reprodutores de <i>L. synagris</i> , em um período de seis meses.	73
Figura 36 - Período de latência para as desovas apresentadas pelas fêmeas de <i>L. synagris</i> , após a aplicação da segunda dose de acordo com as dosagens hormonais, durante o período de julho a setembro de 2011.	75
Figura 37 - Variação do O ₂ D da água do sistema de reprodução e desova de <i>L. synagris</i> , de acordo com as repetições realizadas.	76
Figura 38 - Variação da temperatura da água do sistema de reprodução e desova de <i>L. synagris</i> , de acordo com as repetições realizadas.	76
Figura 39 - Variação da salinidade da água do sistema de reprodução e desova de <i>L. synagris</i> , de acordo com as repetições realizadas.	77
Figura 40 - Valores de hora-grau de acordo com as dosagens aplicadas, durante as práticas de indução hormonal e desovas.	77
Figura 41 - Ovo fertilizado de <i>L. synagris</i> com uma única gota de óleo.	78
Figura 42 - Ovo fertilizado de <i>L. synagris</i> , mostrando múltiplas gotas de óleo.	78
Figura 43 - Variação do diâmetro (μm) dos ovócitos de <i>L. synagris</i> , de acordo com as doses hormonais, antes da primeira aplicação.	79
Figura 44 - Variação do diâmetro (μm) dos ovos de <i>L. synagris</i> , de acordo com as doses hormonais, após a desova.	79
Figura 45 - Variação do diâmetro (μm) dos ovócitos de <i>L. synagris</i> , de acordo com as doses hormonais, antes da primeira aplicação.	80
Figura 46 - Número de ovos encontrados nas desovas de <i>L. synagris</i> , por tratamento.	80
Figura 47 - Taxas de fertilização encontradas nas desovas apresentadas pelas fêmeas de <i>L. synagris</i>	81
Figura 48 - Ovos fertilizados de <i>L. synagris</i> , em que o embrião (a) não se desenvolveu.	81
Figura 49 - Taxas de eclosão encontradas das desovas apresentadas pelas fêmeas de <i>L. synagris</i>	82
Figura 50 - Correlação entre o peso das fêmeas de <i>L. synagris</i> com o diâmetro do ovo, para os tratamentos 01.	82
Figura 51 - Correlação entre o peso das fêmeas de <i>L. synagris</i> com o diâmetro do ovo, para os tratamentos 02.	83
Figura 52 - Correlação entre o peso das fêmeas de <i>L. synagris</i> com o diâmetro do ovo, para os tratamentos 03.	83

Figura 53 - Correlação entre o peso das fêmeas de <i>L. synagris</i> com o diâmetro da gota de óleo, de acordo com o tratamento 01.....	84
Figura 54 - Correlação entre o peso das fêmeas de <i>L. synagris</i> com o diâmetro da gota de óleo, de acordo com o tratamento 02.....	84
Figura 55 - Correlação entre o peso das fêmeas de <i>L. synagris</i> com o diâmetro da gota de óleo, de acordo com o tratamento 03.....	84
Figura 56 - Correlação entre o peso das fêmeas de <i>L. synagris</i> com quantidade total de ovos liberados, relacionados ao tratamento 01.....	85
Figura 57 - Correlação entre o peso das fêmeas de <i>L. synagris</i> com quantidade total de ovos liberados, relacionados ao tratamento 02.....	85
Figura 58 - Correlação entre o peso das fêmeas de <i>L. synagris</i> com quantidade total de ovos liberados, relacionados ao tratamento 03.....	86
Figura 59 - Ovo fecundado do <i>L. synagris</i> , mostrando o início do processo de clivagem com as primeiras 04 divisões celulares.	87
Figura 60 - Ovo fecundado do <i>L. synagris</i> , mostrando a fase de mórula de divisão celular.	88
Figura 61 - Ovo fecundado do <i>L. synagris</i> , mostrando a fase de blástula de divisão celular.....	88
Figura 62 - Ovo fecundado do <i>L. synagris</i> , mostrando a fase de gástrula de divisão celular.....	89
Figura 63 - Ovo de <i>L. synagris</i> , mostrando o embrião em forma de arco.	89
Figura 64 - Ovo de <i>L. synagris</i> , mostrando no embrião os primeiros melanóforos (a) e a formação dos somitos (b).	90
Figura 65 - Ovo de <i>L. synagris</i> , mostrando no embrião assumindo a forma S.	90
Figura 66 - Larvas de <i>L. synagris</i> recém-eclodida.	91
Figura 67 - Larva de <i>L. synagris</i> , com 01 DAE, mostrando as estruturas do olho despigmentado (a), boca não funcional (b), aparelho digestório em desenvolvimento (c), saco vitelínico em forma elipsoidal (d), única gota de óleo (e) e melanóforos ao longo da notocorda (f).....	91
Figura 68 - Larva de <i>L. synagris</i> no 2º DAE.....	92
Figura 69 - Larva de <i>L. synagris</i> no 2º DAE, mostrando boca disfuncional (a), olhos despigmentados (b), aparelho digestório pouco desenvolvido (c) e gota de óleo (d) visualizada na parte ventral.	92
Figura 70 - Identificação do osso hipural (a) na larva de <i>L. synagris</i> no 2º DAE.	93
Figura 71 - Larva de <i>L. synagris</i> no 3º DAE.....	93
Figura 72 - Larva de <i>L. synagris</i> no 3º DAE, enfatizando a abertura da boca (a), a pigmentação do olho (b) e aumento no volume do aparelho digestório (c).....	94
Figura 73 - Larva de <i>L. synagris</i> no 6º DAE, mostrando o sistema digestório desenvolvido.	94
Figura 74 - larva de <i>L. synagris</i> no 12º DAE, apresentando a nadadeira dorsal (a), peitoral (b) e anal (c), e a formação da caudal (d).	95
Figura 75 - Registro do estado avançado de flexão da notocorda, nas larvas de <i>L. synagris</i> no 12º DAE.	95
Figura 76 - Larvas de <i>L. synagris</i> no 17º DAE.	96
Figura 77 - Larvas de <i>L. synagris</i> no 19º DAE.....	96
Figura 78 - Estágio de pós-flexão das larvas de <i>L. synagris</i> no 19º DAE, mostrando o osso hipural (a) totalmente flexionado e a nadadeira caudal formada (b).....	97
Figura 79 - Alevino de <i>L. synagris</i> no 30º DAE apresentando as características fenotípicas mais típicas da espécie, que são linhas horizontais laterais amarelo-douradas (a), ventre amarelo-prateado (b), mancha difusa preta acima da linha lateral (c) e nadadeiras de cor amareladas (d).....	98

Figura 80 - Alevino de <i>L. synagris</i> com 60 DAE.....	98
Figura 81 - Alevino de <i>L. synagris</i> com 90 DAE.....	99
Figura 82 - Cronograma alimentar utilizado na larvicultura de <i>L. synagris</i> (adaptado de WATANABE et al., 1998).	100
Figura 83 - Dados de comprimentos e pesos médios das larvas de <i>L. synagris</i> , durante os 90 dias de cultivo.	101

LISTA DE TABELAS

- 1 - Proporção dos ingredientes usados na formulação da ração experimental que será usada na alimentação dos indivíduos adultos. 55
- 2 - Número de capturas realizadas, mostrando a quantidade inicial e total final, bem como a mortalidade dos reprodutores de *L. synagris*, nas fases de captura e quarentena..... 67
- 3 - Tratamentos realizados no procedimento de indução hormonal do *L. synagris*, mostrando o peso (kg) dos reprodutores com suas respectivas doses de HCG (UI) e em mL. 74
- 4 - Número de desovas sucessivas apresentadas pelas fêmeas de *L. synagris* de acordo com as dosagens hormonais, durante o período de julho a setembro de 2011..... 75
- 5 - Valores médios de período de latência (horas), do diâmetro ovo (μm), do diâmetro da gota de óleo (μm), do total de ovos liberados, da taxa de fertilização (%), e da taxa de eclosão (%), com respectivos valores de P , F calculado e F crítico. 86

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	16
2 OBJETIVOS.....	22
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	23
3.1 Sobre a espécie alvo do estudo, <i>Lutjanus synagris</i>	23
3.2 Biologia reprodutiva de <i>Lutjanus</i>	29
3.3 Gametogênese e maturação final	29
3.3.1 Ovogênese (Vitelogênese e maturação dos ovócitos)	32
3.3.2 Espermatogênese e espermição	33
3.4 Manejo dos Reprodutores	35
3.4.1 Controle Ambiental.....	35
3.4.2 Alimentação e Dieta.....	36
3.4.3 Captura e transporte	39
3.4.4 Estresse e uso de anestésico	40
3.4.5 Reprodução	42
4 MATERIAL E MÉTODOS.....	49
4.1 Local de realização do trabalho.....	49
4.2 Captura dos Reprodutores e quarentena.....	50
4.3 Adaptação e Preparação dos Reprodutores	54
4.4 Indução hormonal e desova.....	57
4.5 Análise Estatística	63
4.6 Larvicultura.....	63
4.6.1 Desenvolvimento embrionário e larval	63
4.6.2 Cultivo das larvas em águas claras.....	63
5 RESULTADOS.....	67
5.1 Captura dos Reprodutores e quarentena.....	67
5.2 Adaptação e Preparação dos Reprodutores	70
5.3 Indução hormonal e desova.....	73
5.4 Larvicultura.....	87
5.4.1 Morfologia dos ovos e embriões	87
5.4.2 Desenvolvimento das Larvas	91
5.4.3 Cultivo das Larvas	99

6 DISCUSSÃO.....	102
7 CONSIDERAÇÕES.....	114
REFERÊNCIAS.....	115

1 INTRODUÇÃO

A população global ultrapassou sete bilhões de habitantes no ano de 2011, podendo atingir 7,3 bilhões em 2015 (ONU, 2012). De acordo com a Organização das Nações Unidas para a Alimentação e a Agricultura (FAO, 2010a), aproximadamente 1,023 bilhões de pessoas foram oficialmente designadas como desnutridas no ano de 2009, e mais ou menos o dobro delas possuem deficiências de micronutrientes (BARRETT, 2010).

Embora a agricultura esteja contribuindo com a maior parte da solução para a crise alimentar global, a produção de pescado pode vir a dar uma contribuição notável para esta causa (FRID; PARAMOR, 2012). Isto porque a produção de pescado, oriundo da pesca e aquicultura, fornece mais de 110 milhões de toneladas para consumo em forma de alimentos ou 15% da dieta protéica para a atual população do planeta.

Estatísticas recentes da FAO (2010b) mostraram que 80% dos estoques pesqueiros estão sobrexplorados. Desta forma, é provável que a aquicultura seja no futuro a única forma de produzir pescado de alta qualidade para suprir as necessidades nutricionais da população cada vez mais crescente. Também segundo a mesma publicação da FAO, a aquicultura é o setor de produção animal, voltado à alimentação, com a maior taxa de crescimento, representando quase a metade da oferta total de pescado consumido no mundo.

De acordo com Arana (2004a) e Van Houtte (2001), a aquicultura é o processo zootécnico que visa o cultivo de organismos com valor comercial e que dependem direta ou indiretamente do meio aquático durante todas as fases do seu ciclo vital e/ou parcialmente, em um ambiente controlado de águas interiores ou litorâneas.

De modo geral, a aquicultura sustenta o crescimento do mercado mundial de pescado. Ainda, segundo a FAO (2010b), a produção mundial de pescados provenientes da aquicultura, incluindo peixes, crustáceos, moluscos e outros animais aquáticos, foi principalmente destinada ao consumo humano, e atingiu em 2008 o total de 52,5 milhões de toneladas, representando 45,7% de toda a produção de pescado do mundo para consumo humano. A China foi o maior produtor mundial aquícola em 2008, com 32,7 milhões de toneladas. Em contraste ao crescimento da aquicultura, a produção de pescado por captura praticamente estagnou desde meados dos anos 1980, enquanto o cultivo de organismos aquáticos manteve uma taxa média anual de crescimento de 8,3%, entre 1970 e 2008 (FAO, 2010b).

Em 2010, a produção aquícola brasileira foi de 479.399 t, representando um incremento de 15,3% em relação à produção de 2009, e de 31,2% em relação a produção de 2008 (365.366 t), ficando evidente o crescimento do setor no país. Seguindo o padrão observado nos anos anteriores, a maior parcela da produção aquícola foi oriunda da aquicultura continental, na qual se destaca a piscicultura continental que foi responsável por 82,3% da produção total nacional (MPA, 2012).

A produção aquícola de origem marinha em 2010, por sua vez, apesar de ter sofrido uma redução de sua participação na produção aquícola total nacional em relação aos anos anteriores (22,8% em 2008 contra 17,7% em 2010, um decréscimo de 5,1%), aumentou em 1.700,3 t (MPA, 2012).

Em 2010, a produção aquícola marinha nacional foi de 85.058 t, o maior valor registrado nos últimos seis anos, indicando uma recuperação da produção após as perdas ocorridas em 2009 devido às oscilações de fatores climáticos que influenciaram a produtividade das áreas de carcinicultura da região Nordeste (MPA, 2012).

A região Nordeste continua sendo o maior produtor de pescado oriundo da aquicultura marinha com 67.327,90 t, cerca de 79,2% do total produzido em 2010 (MPA, 2012). A análise da produção aquícola marinha por Unidade da Federação para o ano de 2010 demonstrou que o Rio Grande do Norte continua sendo o maior pólo produtor do Brasil, com 28.649,7 t, seguido pelos estados do Ceará com 21.219,8 t e Santa Catarina com 15.636,2 t (MPA, 2012).

A produção aquícola marinha brasileira pode ser dividida basicamente em dois tipos: a malacocultura, que se refere à produção de moluscos (ostra, mechalhões etc.); e a carcinicultura, que se refere à produção de camarões marinhos. A carcinicultura concentra a maior parte da produção nos Estados do Rio Grande do Norte e Ceará, responsáveis por cerca de 80% do total produzido entre 2008 e 2010 (MPA, 2012).

A piscicultura marinha, outro ramo da aquicultura, é considerada em muitos países como um setor produtivo altamente rentável, apesar de ainda não constar nas estatísticas brasileiras (IBAMA, 2007). O conhecimento tecnológico para cultivo de determinadas espécies de peixes marinhos nativas de interesse comercial no Brasil já existe, mas necessita ser aprimorado (ROUBACH et al. 2003), sendo um setor da aquicultura que precisa de mais desenvolvimento em nosso país (SAMPAIO; TESSER; WASIELESKY-JÚNIOR, 2010).

O cultivo comercial de peixes marinhos desponta como uma grande alternativa para produção de pescado de qualidade, sendo notório o aumento do número de espécies

aquáticas que estão sendo domesticadas globalmente (DUARTE; MARBÁ; HOLMER, 2007). Com base neste fato, Mylonas, Fostier e Zanuy (2009) sugeriram que para se estabelecer uma indústria aquícola sustentável, um dos pré-requisitos é a produção de um produto comercialmente rentável, e para isso é necessário controlar o processo reprodutivo dos peixes em cativeiro, e adquirir ovos e sêmen de alta qualidade.

Os primeiros relatos do cultivo de peixes marinhos são originários da Ásia, Egito e Europa Central (BARDACH; RYTHER; MCLARNEY, 1972). De acordo com Cavalli e Hamilton (2009), o primeiro cultivo de peixe marinho no Brasil foi relatado no século XVII no Estado de Pernambuco, quando peixes eram criados em viveiros de forma extensiva. Já no Japão, em meados da década de 1970, foi iniciado um processo de industrialização da piscicultura marinha, dominando as técnicas de alimentação e manejo das espécies cultivadas (CERQUEIRA, 2004).

A produção de peixes marinhos alcançou um montante de 1,8 milhões de toneladas, cerca de 3,4% da produção aquícola mundial de acordo com estatísticas da FAO (2010b), sendo as principais espécies cultivadas no mundo de acordo com Poli e Poli (2004): Peixe-leite (Filipinas, Indonésia), Salmão Atlântico (Noruega, Chile), Salmão Pacífico (Japão, Chile), Robalo Asiático (Malásia, Indonésia), Olhete (Japão), Pargo japonês (Japão), Pargo europeu (Grécia, Espanha, Itália), Tainha (Egito, Itália, Israel), Linguado japonês (Japão, Coréia), Linguado europeu (Espanha, França), Robalo europeu (Itália, Grécia, Egito) e Garoupas (Tailândia, Malásia)

No Brasil, das espécies de peixes marinhos com potencial de cultivo destaca-se os lutjanídeos, vulgarmente conhecidos como pargos ou peixes vermelhos, dentre os quais cita-se: o ariacó, *Lutjanus synagris*; a cioba, *L. analis*; o pargo verdadeiro, *L. purpureus* e; a guaiuba, *L. chrysurus*.

Na família Lutjanidae, composta por quatro subfamílias e dezessete gêneros, são descritas 103 espécies (ALLEN, 1985; PHELPS et al., 2009). Mais da metade das espécies de peixes lutjanídeos pertencem à subfamília Lutjaninae, das quais 14 espécies pertencentes a três gêneros, *Lutjanus*, *Ocyurus* e *Rhomboplites*, foram descritas no Atlântico Oeste (CHOW; CLARKE; WALSH, 1993). Elas são encontradas ao redor do planeta em águas tropicais e subtropicais, e compreende uma das maiores famílias de teleósteos (CHOW; CLARKE; WALSH, 1993). O gênero *Lutjanus* tem alto potencial para cultivo pelas respostas fisiológicas às técnicas de indução a reprodução, viabilidade da larvicultura e por serem resistentes ao manejo (CLARKE; DOMEIER; LAROCHE, 1997; SALAZAR et al., 2000; TURANO; DAVIS; ARNOLD, 2000; WATANABE et al., 1998).

Os lutjanídeos são importantes peixes comerciais ao redor do mundo, de excelente qualidade com altos preços e grande demanda no mercado, o que vem causando uma sobrexploração deste grupo de peixes. Watanabe et al. (1998) reportaram que os lutjanídeos comandam os preços mais altos de mercado no sudeste da Ásia, em países como Singapura, Indonésia e nas Filipinas, sendo cultivados em tanques-rede e em viveiros de água salobra.

De acordo Benetti et al. (2002) os lutjanídeos possuem um alto valor comercial dentre as espécies de peixes marinhos tropicais, e vem despertando o interesse de empresários nas Américas e Caribe, onde o cultivo destes peixes vem se tornando uma atividade emergente. Mas para que essa atividade se estabeleça em definitivo, é necessário disponibilizar ovos de qualidade, além de fornecer de forma contínua, juvenis para a realização da engorda (TURANO; DAVIS; ARNOLD, 2000).

Os peixes da família Lutjanidae possuem grande importância econômica na região tropical e subtropical (IBARRA-CASTRO; DUNCAN, 2007). O ariacó está entre os lutjanídeos comercialmente capturados mais importantes em Porto Rico e em todo o Caribe (ACOSTA; APPELDOORN, 1992; CLARKE; DOMEIER; LAROCHE, 1997) juntamente com outras espécies como a cioba (WATANABE et al. 1998), a guaiúba (CLARKE; DOMEIER; LAROCHE, 1997), e o pargo do golfo, *L. campechanus* (BOURQUE; PHELPS, 2007, PAPANIKOS et al. 2008), além de compreenderem uma menor, mas significativa, parcela na pesca esportiva ao longo de suas áreas de ocorrência (CLARKE; DOMEIER; LAROCHE, 1997).

Na década de 1970, dentre os lutjanídeos, Alegria e Menezes (1970) consideravam o ariacó como uma das espécies de importância econômica para Nordeste. As espécies de lutjanídeos ainda estão entre as categorias de pescado mais valiosas nos mercados do Ceará, Rio Grande do Norte e Pernambuco, sendo consideradas como peixes de primeira qualidade (REZENDE; FERREIRA; FRÉDOU, 2003).

Segundo Andrade, Bispo e Druzian (2009), o ariacó e a guaiúba são considerados um dos pescados com melhor valor nutricional e composição de ácidos graxos para consumo humano.

Devido à grande aceitação como alimento, o alto valor de mercado e a limitada e cada vez menor oferta pela pesca, existe muito interesse na reprodução de diversas espécies de lutjanídeos sob condições de cativeiro (TURANO; DAVIS; ARNOLD, 2000) como mostram os trabalhos desenvolvidos com *L. synagris* (MILLARES et al., 1979), *L. analis* (WATANABE et al., 1998), *L. chrysurus* (TURANO; DAVIS; ARNOLD, 2000), *L. campechanus* (BOURQUE; PHELPS, 2007, PHELPS et al., 2009), *L. guttatus* (BOZA-

ABARCA et al., 2008, IBARRA-CASTRO; ALVAREZ-LAJONCHERE, 2009 e 2011), *L. argentiventris* (MUHLIA-MELO et al., 2003), *L. griseus* (CABRERA; BARRIOS; QUIJADA, 1998), *L. argentimaculatus* (EMATA, 2003).

Estes estudos visavam um melhor entendimento das características reprodutivas, solução de problemas associados à sobrevivência das larvas, bem como de fornecimento de formas jovens tanto para a produção quanto para o desenvolvimento de novas pesquisas (PHELPS et al., 2009).

Algumas espécies de lutjanídeos apresentam alta prolificidade, proporcionando com que se trabalhe com uma quantidade pequena de reprodutores, diminuindo os custos e facilitando o manejo durante a fase de reprodução. Gesteira e Rocha (1976) mostraram que fêmeas de *L. synagris* produzem dezenas de milhares de ovos por desova, o que a classifica com uma espécie altamente fecunda, assim como verificado para diversos outros lutjanídeos, tais como *L. analis* (WATANABE et al. 1998), *L. campechanus* (PAPANIKOS et al., 2008), *L. argentimaculatus* (LEU; FANG; CHEN, 2003).

Apesar da alta prolificidade dos lutjanídeos, algumas espécies não desovam em cativeiro, e para viabilizar a reprodução de espécies deste tipo, a indução hormonal proporciona a maturação final dos ovócitos e a ovulação na fêmea, e a potencialização da espermiacção nos machos. Fêmeas cujos ovários tenham completado a vitelogênese podem ser induzidas pela administração de gonadotrofinas, ou hormônios liberadores de gonadotrofinas (BROMAGE, 1995). O controle das variáveis ambientais, como fotoperíodo e temperatura, também tem mostrado importante papel no ciclo reprodutivo de peixes marinhos cativos (ZANUY et al., 1999).

Um dos hormônios mais utilizado para indução hormonal nos lutjanídeos tem sido a Gonodotrofina Coriônica Humana (*Human Chorionic Gonadotropin*) ou comumente conhecido pela sigla HCG, que é administrado através de injeções (IBARRA-CASTRO; DUNCAN, 2007). Este hormônio purificado tem sido muito utilizado na indução a reprodução de peixes, e recentemente foi aprovado para utilização na aquicultura comercial (MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009).

Para Bromage (1995), a capacidade de controlar totalmente a maturação sexual e a desova de espécies em cativeiro, é o principal requerimento para o gerenciamento e a realização de boas práticas de manejo nos reprodutores de peixes marinhos. Bobe e Labbé (2010), a chave para o domínio da aquicultura é o controle da reprodução, com a produção de gametas de qualidade como um dos fatores limitantes. Já Phelps et al. (2009) sugeriram que um dos primeiros passos para o sucesso da reprodução de qualquer peixe é o entendimento da

história natural, principalmente a ocorrência da maturação sexual na natureza, e em quais condições ela ocorre.

Zohar e Mylonas (2001) destacou que o desenvolvimento de futuras tecnologias de desova depende diretamente do entendimento do sistema endócrino dos peixes quando sujeito ao cativeiro, e enfatiza dizendo que desenvolvimento da piscicultura marinha, depende da viabilidade na implementação de programas de melhoria e controle dos processos reprodutivos dos peixes em cativeiro.

No Brasil, o desenvolvimento de técnicas reprodutivas para espécies de peixes marinhos com potencial econômico, é baseado em pacotes tecnológicos que foram desenvolvidos em outros países (ANDRADE; YASUI, 2003).

Por fim, Mylonas, Fostier e Zanuy (2009) preconizaram que o tipo de hormônio, os protocolos de administração e os processos de aquisição de gametas podem variar dependendo da biologia reprodutiva da espécie cultivada, e do entendimento do controle endócrino da gametogênese, maturação final e desova, tornando o conhecimento desses fatores, essenciais para o correto manejo da espécie a ser trabalhada.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Realizar a reprodução induzida mediante tratamento hormonal do ariacó, *L. Synagris*.

2.2 Objetivos específicos

- I. Formar um plantel de reprodutores de *L. synagris*;
- II. Realizar a reprodução induzida de *L. synagris*, utilizando injeções de gonadotrofina coriônica humana (HCG);
- III. Fazer a larvicultura do *L. synagris*, e descrever o desenvolvimento embrionário e larval.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 Sobre a espécie alvo do estudo, *Lutjanus synagris*

O ariacó, *Lutjanus synagris* (Figura 1), faz parte da família Lutjanidae, peixes considerados pargos (vermelhos), possui um alto valor comercial e uma elevada procura, tanto no Estado do Ceará, Brasil, como em outras partes do mundo. É considerado um peixe de qualidade organoléptica muito apreciada, devido sua cor avermelhada, carne branca de consistência suave e um sabor acentuado.



Figura 1 - Ariacó, *Lutjanus synagris*.

Segundo a FAO (2012), existem dados estatísticos de captura de *L. synagris* desde o final da década de 1950, quando foi primeiramente relatado em Cuba a captura de uma tonelada deste pescado. A partir da década de 1970 outros dois países, Colômbia e México, entraram para as estatísticas com 400 e 100 t capturadas, respectivamente. Para o Brasil, os primeiros dados estatísticos registrados na FAO foi em 1995, com 506 t capturadas. Em 2010 foi registrada uma captura de 1.933 t (MPA 2010).

Na Figura 2 são mostrados os dados da pesca do *L. synagris* desde os primeiros registros catalogados pela FAO, até os últimos dados apresentados pelo MPA (2012).

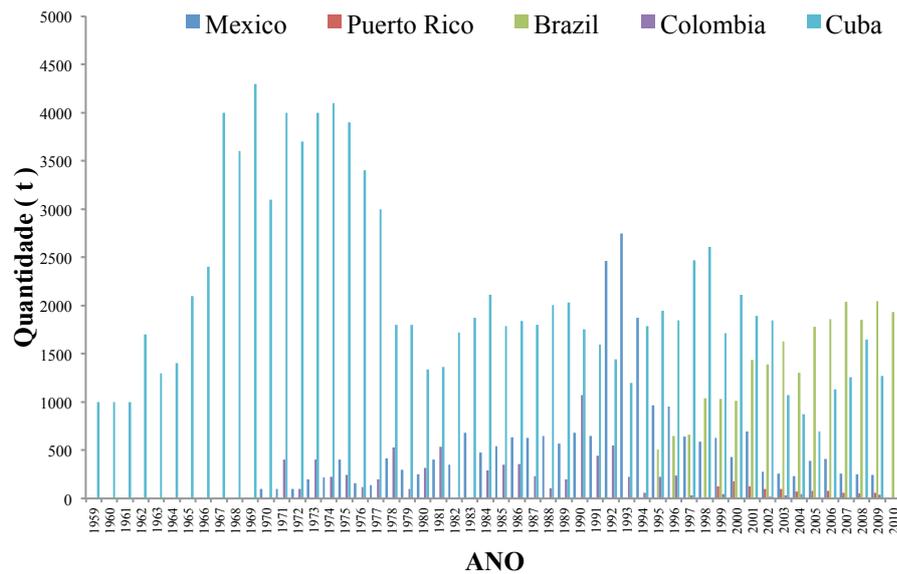


Figura 2 - Dados de captura (t) de *L. synagris*, desde os primeiros registros da FAO.

O ariacó e cientificamente é conhecido como *Lutjanus synagris* e *Sparus synagris* (LINNAEUS, 1758) (CLARO; LINDEMAN, 2008), possuindo também os sinônimos de: *Sparus vermicularis* (BLOCH & SCHNEIDER, 1801); *Lutjanus aubrieti* (DESMAREST 1823); *Mesoprion uninotatus* (CUVIER & VALENNCIENNES, 1828) *Lutjanus brachipterus* (COPE, 1871); *Neomaenis megalophthalmus* (EVERMANN & MARSH 1900) (ALLEN, 1985).

O ariacó apresenta os seguintes nomes vulgares: pargo biajaiba (em espanhol), Lane snapper (em inglês) e vivane augazou (em francês). Em diferentes localidades possui nomes diversificados, tais como: ariacó e ariocó no Brasil; white-water snapper nas Bermudas; redtailed snapper, bream snapper, walliacke e bay snapper nas Antilhas britânicas; chino na Colômbia; biajaiba em Cuba; Lane snapper, candy striper, rainbow snapper, redtail snapper, mexican snapper e spot snapper nos Estados Unidos; qualivacou, sarde e sargue nas Antilhas Francesa; rouge na Guiana Francesa; scude na Martinica; sarde dorée e argente Haiti; spotted snapper na Jamaica; rubia e viajaiba no México; rayado em Porto Rico; manchego, mancheva na República Dominicana; pargo guanapo na Venezuela (ALLEN, 1985; CLARO; LINDEMAN, 2008)

O ariacó é classificado taxonomicamente da seguinte forma:

Reino — Animal
Filo — Chordata
Subfilo — Vertebrados
Supraclasse — Osteichthyes
Classe — Actinopterygii
Subclasse — Neopterygii
Infra-classe — Teleostei
Supraordem — Acanthopterygii
Ordem — Perciformes
Subordem — Percoidei
Família — Lutjanidae
Subfamília — Lutjaninae
Gênero — *Lutjanus*
Espécie — *Lutjanus synagris*

Como características, o ariacó apresenta corpo moderadamente longo, focinho pontudo; pré-opérculo serrilhado; dentes em forma de caninos em ambos os maxilares, moderadamente desenvolvidos e de tamanhos aproximados, dentes vomerianos em forma de V ou crescente, algumas vezes, com uma extensão medial posterior relativamente curta. Nadadeira dorsal com 10 espinhos e 12 raios, raramente 13; nadadeira anal arredondada com 3 espinhos e 8 raios, raramente 9; nadadeiras peitorais relativamente curtas, não atingindo ao nível do ânus, com 15 ou 16 raios (ALLEN 1985). De coloração avermelhada com linhas horizontais laterais amarelo-douradas evidentes em número de 8 a 10 e faixas irregulares de cor semelhante na cabeça em número de 3 ou 4; ventre amarelo-prateado; mancha difusa preta do tamanho do olho ou maior logo acima da linha lateral e abaixo dos raios da nadadeira dorsal; nadadeiras amareladas e/ou avermelhadas (NÓBREGA; LESSA; SANTANA, 2009) (Figura 3).

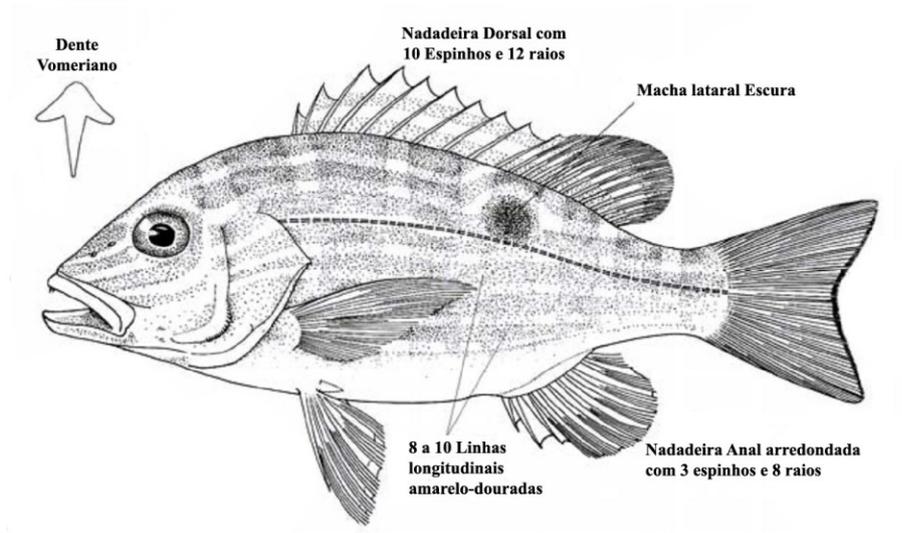


Figura 3 - Características morfológicas do *Lutjanus synagris* (LINNAEUS, 1758). Adaptado de Claro e Lindeman (2008).

Na fase de juvenil, quando habitam águas mais rasas, apresentam coloração mais clara, diferente do adulto, que quando habitam águas mais profundas, apresentam uma coloração vermelha mais intensa (ALLEN, 1985) (Figura 4 e 5, respectivamente).

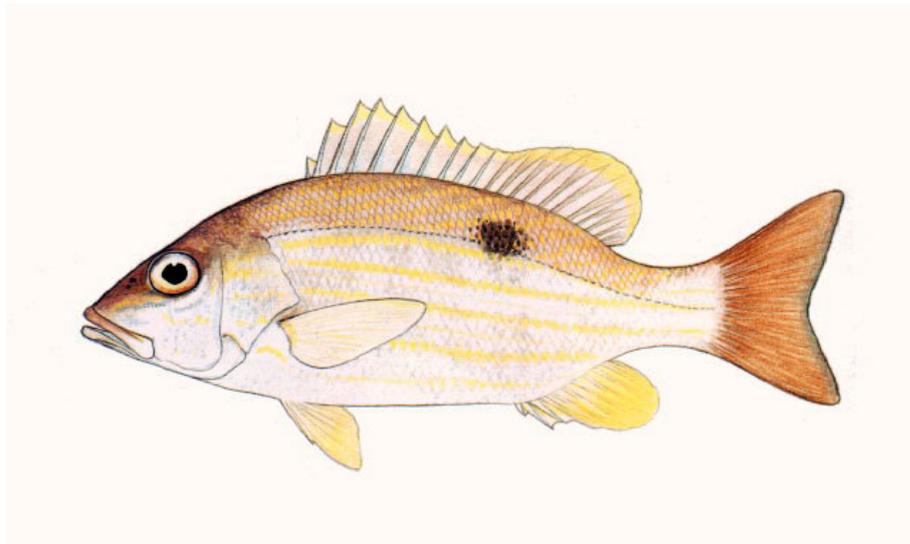


Figura 4 - *L. synagris* mostrando a coloração na fase juvenil, quando habitam águas mais rasas (Fonte: CLARO E LINDEMAN 2008).

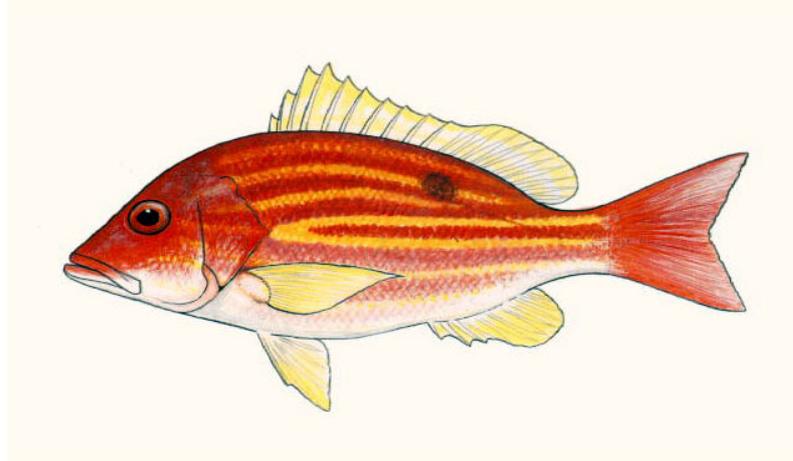


Figura 5 - *L. synagris* mostrando a coloração na fase adulta, quando habitam águas mais profundas. (Fonte: CLARO E LINDEMAN 2008).

A espécie *L. synagris* tem distribuição desde a costa do Norte do Estado da Carolina do Norte dos Estados Unidos, a costa da região Sul-sudeste do Brasil, incluindo as Antilhas e Bahamas, achados desde áreas costeiras rasas, até profundidades de 400 m. (ALLEN, 1985). Os juvenis são comuns em áreas próximas à costa, em locais protegidos (corais, bancos de algas e estuários) como berçário (SMS, 2012) (Figura 6).



Figura 6 - Distribuição geográfica da espécie *L. synagris*.

Peixes da espécie *L. synagris* podem ser encontrados sobre todos os tipos de substratos, mas principalmente próximo aos recifes de corais e em áreas arenosas com vegetação. Por vezes formam grandes cardumes, principalmente na época de reprodução (ALLEN, 1985; THOMPSON; MUNRO 1974).

Classificado como carnívoro eurifágico (BORTONE; WILLIAMS 1986) alimenta-se de uma vasta gama de alimentos, principalmente à noite, onde consomem essencialmente pequenos peixes e crustáceos (camarões e caranguejos), e ocasionalmente de moluscos (gastrópodos e cefalópodos), equinodermas, algas e anelídeos (RODRIGUES 1974).

Sámano-Zapata, Vega-Cendejas e Santillana (1998) quando pesquisaram sobre a ecologia alimentar de três espécies de lutjanídeos, incluindo o ariacó, na lagoa de Celestún localizada na Península de Yucatan, México, verificaram que juvenis menores que nove centímetros alimentavam-se de microcrustáceos (anfípodos e misidáceos), numa proporção de 49%, enquanto pequenos peixes, caranguejos e camarões ficaram em torno de 50%. Já os juvenis maiores que nove centímetros têm uma dieta baseada em peixes e caranguejos.

Devido aos seus hábitos alimentares, o ariacó pode ser considerado um peixe carnívoro. Pode ser considerado também como uma espécie altamente oportunista, com grande capacidade de adaptação a disponibilidade alimentar de acordo com cada ecossistema (CLARO; LINDEMAN, 2008).

A idade máxima do ariacó é estimada em dez anos, e atinge o comprimento total máximo de cerca de 50 cm, de maturidade sexual entre 10 e 23 cm (ALLEN, 1985), de aproximadamente 18 cm para Thompson e Munro (1974) e de 21,5 cm para Souza-Junior, Silva e Salles (2008). Rodriguez-Pino (1962), baseado nos comprimentos médios dos anéis encontrados nos otólitos, registrou uma taxa de crescimento de 2 a 4 mm ao mês.

Com relação à época de reprodução, foi relatada que na costa da Venezuela ocorre entre maio e novembro (GÓMEZ; GUZMÁN; CHACÓN, 2001; MÉNDEZ, 1989), na costa do Cuba e México e entre os meses de maio e outubro (BORRERO et al. 1978; RIVERA-ARRIAGA et al., 1996), e no Brasil, especificamente na costa do Estado do Ceará, Souza-Junior, Silva e Salles (2008) observou-se uma intensa atividade reprodutiva entre os meses de janeiro e abril, e em menor intensidade entre os meses de agosto e novembro.

Considerado assincrônico, o ariacó desova parcialmente em intervalos de 24 h, e esta ocorre geralmente próximo aos taludes das plataformas continentais ou de ilhas. Os ovos e larvas flutuam a deriva durante todo o desenvolvimento embrionário (CLARO; LINDEMAN, 2008).

3.2 Biologia reprodutiva de *Lutjanus*

Os lutjanídeos são organismos gonocóricos, ou seja, apresentam sexos separados (machos e fêmeas) durante todo o período de vida. O gênero *Lutjanus* não possui dimorfismo sexual aparente, raramente sendo reportado (GRIMES, 1987).

De acordo com Grimes (1987), a maturidade sexual nos lutjanídeos ocorre geralmente quando atingem tamanhos iguais a 35-50% do comprimento máximo da população. Ainda, segundo o mesmo autor, as populações de lutjanídeos continentais desovam parcialmente, com picos de desova no verão, enquanto as populações insulares desovam ao longo do ano.

As desovas de quase todas as espécies de lutjanídeos ocorrem durante o anoitecer ou à noite, e geralmente são associadas às fases da lua e com as variações de maré. Geralmente os locais de desova dos lutjanídeos estão localizados próximos à inclinação da plataforma, em áreas de relevo complexo, onde o sistema de correntes marítimas permite a dispersão de larvas e sua posterior reinserção às águas rasas (CLARO; LINDEMAN, 2008).

Produzem ovos pelágicos, com aproximadamente 0,8 mm de diâmetro, e com uma gota de óleo, e após a fecundação o vitelo é absorvido em cerca de dois dias (THORROLD; HARE, 2002).

3.3 Gametogênese e maturação final

Como todo vertebrado, o padrão hormonal reprodutivo dos lutjanídeos gira em torno do eixo hipotálamo-pituitária-gonadal (Figura 7).

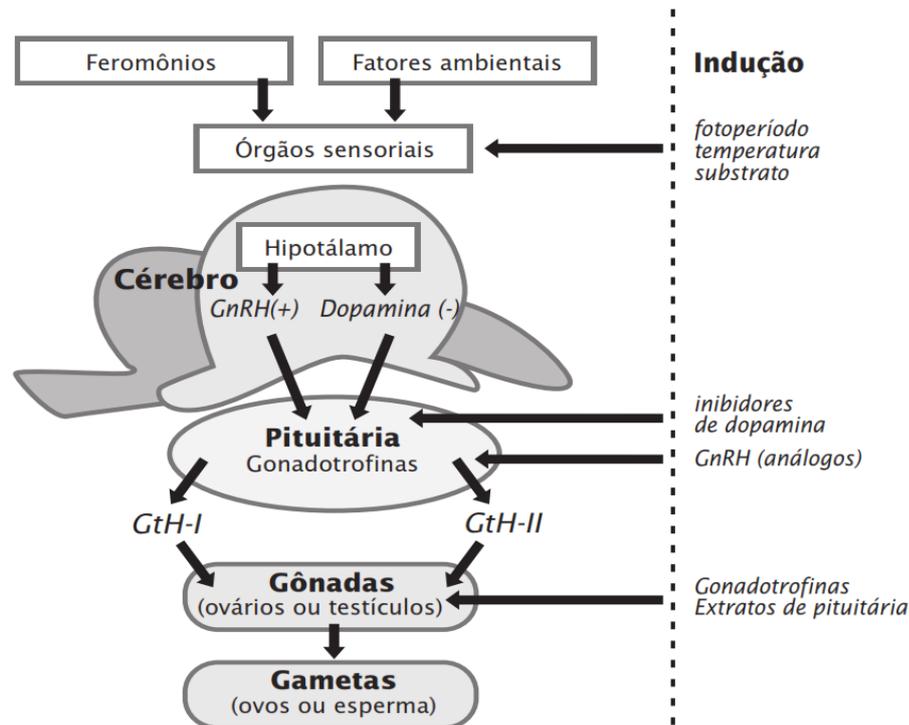


Figura 7 - Padrões hormonais no eixo hipotalâmico-pituitário-gonadal e níveis de intervenção externa que podem ser utilizados para induzir a maturação e a ovulação/espermição nos peixes teleosteos.
 Fonte: (PTASZYNSKA, 2007).

O sistema endócrino é formado pelo conjunto de glândulas endócrinas, tendo como uma das partes mais complexas, o sistema hipotálamo-hipófise. Localizado na sela túrcica do osso esfenóide, ligada a base do encéfalo pela haste pituitária, este sistema é de fundamental importância na coordenação de toda a resposta endócrina, constituindo relações de controle mútuo sobre a maioria das glândulas endócrinas e a homeostasia corporal (SANCHEZ, 2006).

O hipotálamo é ativado por fatores ambientais e químicos, logo após são sintetizados e secretados os hormônios liberadores de gonadotrofinas (GnRH). A forma do GnRH varia conforme a espécie de peixe (SHERWOODE; WU 2005; SOMOZA et al., 2002), e o número de formas pode variar de dois a três, sendo que apenas uma regula a produção e a liberação de gonadotrofinas (GtH) pela pituitária, e esta por sua vez produz dois GtH (GtH-I e GtH-II) que agem diretamente nas gônadas (SUZUKI et al., 1988a). Nas fêmeas, a GtH I estimula o crescimento gonadal, a gametogênese e a entrada de vitelogenina no ovócito, já o GtH II é importante para a maturação final dos ovócitos e desova (CONNAUGHTON; AIDA, 1999; MONCAUT; LO NOSTRO; MAGGESE, 2003; SANCHE, 2006).

Pelo significativo grau de semelhanças entre estruturas (homologia) dos hormônios dos mamíferos e dos peixes, o GtH-I é hoje claramente identificado como o FSH (folículo estimulante) e o GtH-II como LH (luteinizante) (SUZUKI et al., 1988b; ITOH et al., 1990, YARON et al., 2003).

A sazonalidade do ciclo reprodutivo é determinada pelas condições ambientais às quais os peixes são expostos. Os sinais ambientais são traduzidos em alterações endócrinas que controlam a gametogênese. Mylonas, Fostier e Zanuy (2009) menciona que o ciclo reprodutivo dos peixes é separado em duas grandes fases: a primeira fase constitui na proliferação, crescimento e diferenciação de gametas (espermatogênese e vitelogênese), enquanto a segunda constitui a fase de maturação e preparação dos ovócitos e espermatozoides para liberação e inseminação (espermição e maturação de ovócitos).

Para o propósito de manipulação hormonal para a indução da maturação dos ovócitos, ovulação e desova, os peixes são classificados em: peixes que desovam uma única vez durante a estação reprodutiva (sincrônicos); e peixes que desovam múltiplas vezes (assincrônicos) (TYLER; SUMPTER, 1996).

Phelps et al. (2009), informam que o ciclo reprodutivo de muitas espécies de peixes de desova assincrônica são influenciados pelo ciclo lunar, e em cativeiro, quando ótimas condições de cultivo são aplicadas, a espermatogênese e vitelogênese ocorrem normalmente, sem problemas significativos (BUCHET et al., 2008; OKUMURA et al., 2003). Dessa forma, Zaniboni-Filho e Weingartner (2007) enfatiza que é necessária a sincronia entre os processos fisiológicos de maturação gonadal com as condições ambientais.

Em cativeiro, os reprodutores de peixes marinhos normalmente apresentam algumas disfunções reprodutivas, entre elas, podemos citar o volume reduzido e qualidade diminuída do sêmen nos machos, enquanto que nas fêmeas, problemas na maturação dos ovócitos, ocasionando má ovulação e desova é a mais comum. Em vista disso, durante a estação reprodutiva, hormônios sexuais são normalmente utilizados. (BERLINSKY et al., 1996; BILLARD, 1989; MYLONAS; ZOHAR, 2001; MYLONAS et al., 2004; VERMEIRSSSEN et al., 1998; 2000)

3.3.1 Ovogênese (Vitelogênese e maturação dos ovócitos)

A ovogênese é o processo biológico de formação das células reprodutoras femininas (os ovócitos), sendo dividida em duas fases. A proliferação, crescimento e diferenciação dos gametas constituem a primeira fase (vitelogênese), enquanto a maturação e preparação dos ovócitos e para a liberação e inseminação constituem a segunda fase (maturação do ovócito) (BROMAGE, 1995).

O principal evento que ocorre na vitelogênese é a produção da vitelogenina, que é regulada por hormônios esteróides, como estradiol. (MYLONAS; ZOHAR, 2001). A vitelogênese é acompanhada por um importante crescimento do ovócito, devido à absorção de proteínas precursoras do vitelo, principalmente vitelogenina e lipoproteínas de muito baixa densidade (BABIN et al., 2007). A vitelogenina é uma glico-fosfo-lipoproteína de alto peso molecular sintetizada pelos hepatócitos no fígado e levada ao sangue e transportada até os ovários onde é incorporada ao ovócito e subsequentemente processada para formar o vitelo, sob controle da GtH-I (MAGALHÃES et al., 2004; MARIN; MATOZZO, 2004; MILLS et al., 2003; SANCHEZ 2006; SILVERSAND; HYLLNER; HAUX, 1993).

Mylonas, Fostier e Zanuy (2009) afirmaram que tanto a vitelogênese como a maturação do ovócito são eventos essenciais na fisiologia reprodutiva da fêmea, nos quais o esquema de vitelogenina múltipla desempenha um papel fisiológico importante na disposição dos nutrientes requeridos pelo embrião e para o desenvolvimento larval, bem como para a flutuabilidade apropriada do ovo.

A presença de grandes quantidades de vitelo nos ovos é um meio eficiente de viabilizar os componentes necessários para manter o desenvolvimento do embrião e da pré-larva até a abertura da boca e da alimentação exógena. Por isso, o isolamento dos precursores do vitelo dentro dos ovócitos durante a vitelogênese é um processo chave para o sucesso da reprodução e produção de progênie saudável para a aquicultura (MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009).

Ao fim da vitelogênese, quando as proteínas vitelínicas e o RNAm para o desenvolvimento embrionário foram completamente armazenados, o estímulo hormonal permite que os ovócitos entrem em maturação. Depois da maturação dos ovócitos, a ovulação ocorre e a meiose é reativada e será completa na fertilização (KINSEY; SHARMA; KINSEY, 2007; BOBE; LABBÉ, 2010).

Durante a maturação, são observadas mudanças morfológicas drásticas no ovócito juntamente com a progressão da meiose. As características mais notáveis, dependendo da

espécie, é a união das gotas de lipídios resultando no clareamento do citoplasma do ovócito, migração dos nucléolos (vesícula germinal) para a periferia e a dissolução da membrana nuclear (colapso da vesícula germinal), e um aumento no volume devido ao acúmulo de água (CERDÁ; FABRA; RALDÚA, 2007; PATIÑO; SULLIVAN, 2002).

A maturação meiótica dos ovócitos e ovulação pode às vezes ser concluída com êxito, mas ainda resultar em produção de ovos fertilizados de má qualidade (LAHNSTEINER; PATARNELLO, 2004), enquanto que a maturação citoplasmática parece estar diretamente relacionada com a produção de ovos viáveis.

As fêmeas de muitas espécies de peixes cultivados iniciam atresia ovariana e não realizam desova, a menos que a indução da desova siga de perto a conclusão de crescimento do ovócito (MYLONAS et al. 1997a). O processo subsequente de atresia envolve muitas mudanças citológicas no folículo ovariano (LINARES-CASENAVE; VAN EENENNAAM; DOROSHOV, 2002), e a disfunção reprodutiva mais comum nas fêmeas é a falha na maturação do ovócito e posterior falha da ovulação. A causa endócrina que causa esta falha foi identificada como uma disfunção na liberação do LH pela pituitária no final da vitelogênese (MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009).

A maturação final do ovócito ocorre com a conclusão da vitelogênese e inclui diversas mudanças citológicas e nucleares para preparar o ovócito para a ovulação e fertilização ((MYLONAS; ZOHAR, 2001), e a qualidade do ovo tem sido definida como o potencial de ovos para a produção de alevinos viáveis (BROOKS; TYLER; SUMPTER, 1997) e depende de vários fatores que podem mudar com frequência durante a desova, como o status endócrino das fêmeas durante a ovogênese, parâmetros físico-químicos da água, gestão dos reprodutores etc. (BROMAGE, 1995).

3.3.2 Espermatogênese e espermição

O processo de produção de gametas masculinos é separado em duas fases. A primeira fase é a espermatogênese que inclui a proliferação da espermatogônia, e a multiplicação dos espermatócitos. E a segunda fase é a liberação dos espermatozoides nos dutos espermáticos com a espermição que ocorre durante o período reprodutivo. (MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009).

Do ponto de vista morfológico, a espermiacão de peixes é caracterizada pela ruptura dos espermatocistos e liberação dos espermatozoides nos dutos espermáticos. Isto é seguido pela produção do flúido seminal, causando a hidratação dos testículos (SCHULZ; MIURA, 2002). A espermatogênese testicular, bem como espermiacão é regulada pelo FSH hipofisário e a secreção de LH através da ação dos hormônios esteróides sexuais, bem como outros fatores de crescimento (MIURA; MIURA, 2003).

Normalmente, machos apresentam um período mais longo de espermiacão, o qual engloba a estação de desova das fêmeas, e podem fertilizar ovos de várias fêmeas na natureza. Adicionalmente, uma fêmea pode desovar com mais de um macho, seja em apenas uma ocasião ou em diferentes e sucessivas ocasiões (PETERSSON; JÄRVI, 2001). Esses comportamentos masculino e feminino garantem o sucesso reprodutivo do indivíduo e favorecem a manutenção da variabilidade genética dentro de uma população selvagem. O mesmo processo poderia ser tentado em fazendas de aquicultura por meio de fertilização *in vitro* de ovos extrusados com um pool de sêmen obtido de diferentes machos ou mantendo-se vários machos e/ou fêmeas no mesmo tanque, quando a reprodução natural for possível (MYLONAS; ZOHAR, 2001; MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009).

Espécies de peixes podem apresentar dois tipos de testículos: os tubulares onde a espermatogênese é contínua, e os lobulares, que são mais frequentes entre os peixes teleósteos, onde a espermatogênese é descontínua (BILLARD, 1986; SCHULZ; MIURA, 2002; VIZZIANO et al., 2008). Na maioria das espécies de peixes cultivados, o sêmen é lançado espontaneamente (MANSOUR; LAHNSTEINER; BERGER, 2004; VIVEIROS et al., 2002), mas também pode ser extraído facilmente dos testículos após a aplicação de pressão abdominal, conhecido como processo de extrusão dos ovócitos. Stacey (2003) informa que a comunicação por feromonas, entre macho e fêmea, pode sincronizar a espermiacão e ejaculação com a desova.

Em um cultivo de peixes, o controle da espermiacão pode ser necessário para ordenar a sincronização da produção de sêmen com a ovulação da fêmea para um bom manejo dos reprodutores (MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009).

A maioria dos métodos de indução à espermiacão empregados em aquicultura não são destinados à indução da espermatogênese, que é um longo processo durando muitos dias ou semanas, mas somente à indução da espermiogênese e à produção do flúido seminal que por sua vez permite um maior número de espermatozoides serem liberados dos espermatocistos para serem expelidos dos testículos (MYLONAS et al., 1997b, 1998).

Um método simples para a rápida análise da qualidade do esperma e a observação direta da porcentagem de espermatozoides móveis através da utilização de um microscópio (BOBE; LABBÉ, 2010). Mylonas e Zohar (2001) afirmaram que a disfunção reprodutiva mais comum nos machos, é a redução do volume e a diminuição da qualidade do sêmen, pois geralmente o mesmo é muito viscoso e ocorre falha na dispersão quando é liberado na água, e conforme Bobe e Labbé (2010), umas das causas para o decréscimo da motilidade do sêmen, é o estresse agudo aplicado nos peixes maduros durante a captura e transporte até a unidade de produção. Outra causa seria causada pelo baixo nível de LH no plasma durante o período de espermição, o qual Mylonas, Fostier e Zanuy (2009) sugerem ser a possível causa para redução de quantidade e produção de sêmen de alguns peixes.

A qualidade do esperma é muito importante, pois pode afetar o sucesso de fertilização e conseqüentemente a produção de ovos viáveis em um cultivo de peixes (BROMAGE, 1995) e, por conseguinte, no desenvolvimento da indústria aquícola (KJØRSVIK; MANGOR-JESEN; HOLMEFJORD, 1990).

3.4 Manejo dos Reprodutores

3.4.1 Controle Ambiental

O ambiente controla o ciclo reprodutivo dos peixes, a curto e longo prazo, de tal forma que a desova só ocorra durante os períodos reprodutivos e nos lugares onde ofereçam as melhores condições para a sobrevivência dos ovos e larvas (ALVAREZ-LAJONCHÈRE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, 2001). Os peixes submetidos ao cativeiro, em muitos casos, estão impedidos de receber ação dos estímulos ambientais naturais, por outro lado a carga de estresse muito grande, podendo ocasionar no bloqueio da últimas fases da gametogênese, impedindo a maturação final, ovulação e desova nas fêmeas e espermição nos machos (ZOHAR, 1989)

Nas regiões subtropicais e frias, os fatores ambientais mais importantes em relação à reprodução são o fotoperíodo e a temperatura. Nas regiões tropicais, além dos dois fatores já citados, as chuvas, enchentes, fases lunares e as marés, também exercem grande influência na reprodução dos peixes (TAMARU; FITZGERALD; SATO-JUNIOR, 1993).

Fatores ambientais envolvidos durante o processo de gametogênese têm impactos diretos na qualidade dos gametas. A identificação das condições necessárias para uma boa

manutenção dos reprodutores é ideal para que uma espécie venha a maturar e produzir gametas de boa qualidade (BOBE; LABBÉ, 2010).

Para manipular o tempo de desova dos peixes a fim de obter gametas viáveis, os fatores ambientais podem ser usados durante a fase de gametogênese (CHEMINEAU et al., 2007) e tais manipulações podem afetar o desempenho reprodutivo (PANKHURST; THOMAS, 1998). Em alguns casos, um controle adequado de fatores ambientais pode ser suficiente para obter a desova natural de peixes cultivados (OKUMURA et al., 2003). Além disso, empregando as melhores condições ambientais reduz o stress, que pode ser reforçada com o processo de indução da desova em si (MOUSA; MOUSA, 2006). Ibarra-Castro e Alvarez-Lajonchère (2009) explanam que é preciso manter um nível baixo de estresse no ambiente cativo e durante a realização do manejo nos reprodutores, pois pode bloquear a capacidade reprodutiva dos peixes, causando regressão da gônada e até mesmo a mortalidade. O controle do estresse é essencial para obtenção da reprodução em cativeiro.

Efeitos de fatores ambientais que contribuem para época de desova natural têm sido estudados predominantemente em peixes tropicais dos recifes de corais, onde a água é quente e com pouca profundidade, e os períodos de claro e escuro, são de duração semelhante durante todo o ano (CHEMINEAU et al., 2007).

O cativeiro sem as condições ambientais adequadas, afeta, sem dúvida, o estado endócrino dos reprodutores e, por conseguinte o desempenho reprodutivo, a maturação, a desova e a qualidade dos gametas (BROMAGE 1995).

O sucesso da desova natural quando conseguida em condições ambientais de cativeiro é muito mais vantajosa, e frequentemente produz ovos de melhor qualidade, nesses casos, além dos fatores ambientais, tem grande importância a qualidade da água, as condições do local de desova e as dietas (ALVAREZ-LAJONCHÈRE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, 2001).

3.4.2 Alimentação e Dieta

Os reprodutores de peixes marinhos, sob condições de cativeiro, para uma desova exitosa, é necessário a administração de uma dieta adequada, que assegure a maturação gonadal satisfatória (ALVAREZ-LAJONCHÈRE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, 2001).

Os primeiros estudos com dietas para reprodutores de peixes marinhos teve início no Japão, quando Watanabe et al. (1984) desenvolveram uma dieta para reprodutores de redseabream (*Pagrus auratus*), com isso eles demonstraram a possibilidade de se preparar dietas artificiais com composição adequada. Estas dietas, quando submetidas a reprodutores de peixes marinhos, durante o período da pré-desova demonstraram ter um grande impacto na qualidade dos ovos e larvas obtidos (BROMAGE, 1995; CARRILLO; RODRIGUEZ; VICTORIA, 2000; WATANABE; VASSALLO-AGIUS 2003; ALVAREZ-LAJONCHÈRE, 2006).

Fornecer uma dieta apropriada para os reprodutores pode ser um problema, pois se deve sempre oferecer alimentos frescos, similar aos que são encontrados na dieta natural dos peixes. Além disso, Os reprodutores devem ser fortificados com vitaminas e óleos para incrementar o sucesso da desova e a qualidade do ovo (PAPANIKOS et al., 2008).

Muitos estudos apontaram que a restrição de comida tem importantes efeitos sobre o sucesso da desova, da gametogênese, e do tamanho da larva e do ovo. E alguns componentes da dieta dos reprodutores são necessários para garantir o desenvolvimento normal do embrião. (BOBE; LABBÉ, 2010)

O desenvolvimento de estudos sobre os requerimentos nutricionais para peixes durante as temporadas reprodutivas, ainda são escassos (ALVAREZ-LAJONCHÈRE, 2006), e também muitos dispendiosos, principalmente devido à necessidade se manter uma quantidade grande de reprodutores, o que eleva o custo operacional das pesquisas, além da necessidade de instalações de grandes portes para manter grandes grupos de peixes adultos (NAVARRO et al., 2010).

A principio Alvarez-Lajonchere e Hernández-Molejón (2001) citam que uma dieta adequada à base de alimento natural de alta qualidade (vivo ou congelado) e que assegure a maturação gonadal, é de suma importância para ter uma desova exitosa de reprodutores de peixes marinhos cativos. Destaca também que dietas acima de 50% de proteína bruta, principalmente as que contem proteína de lula, são de extrema importância na qualidade final dos ovos e larvas.

A influência da dieta sobre o desempenho reprodutivo dos peixes permite a escolha de ingredientes em níveis mais adequados aos processos metabólicos do animal (NAVARRO et al., 2010). Usualmente as dietas consideradas de alta qualidade para os reprodutores de peixes marinhos, têm geralmente um elevado teor de proteína (principalmente animal), com origem e composição de aminoácidos adequados, lipídios de origem marinha, especialmente os ácidos graxos essenciais, vitaminas, especialmente a E, C, A, D3 e o

complexo B, e sais minerais. Contudo, os requerimentos exatos, variam para cada espécie (ALVAREZ-LAJONCHÈRE, 2006; HARVEY; CAROLSFELD, 1993).

O desenvolvimento gonadal e a fecundidade são afetados devido a certos nutrientes dietéticos essenciais, especialmente em espécies de desova contínua e períodos de vitelogêneses curtos (HAREL et al., 1994; IZQUIERDO; FERNÁNDEZ-PALÁCIO; TACON, 2001). Os lipídeos, por exemplo, são os componentes da dieta dos reprodutores que mais afetam a composição dos ovos, incluindo os fatores dietéticos principais que determinam o êxito da reprodução e a sobrevivência da progênie (IZQUIERDO; FERNÁNDEZ-PALÁCIO; TACON, 2001). Dos lipídeos, os mais importantes para compor as dietas de peixes marinhos são ácidos graxos polinsaturados, especialmente o ácido eicosapentaenoico (EPA), o docosahexaenoico (DHA) e o araquidônico (ARA), porém o incremento desses lipídios influencia apenas a composição de ácidos graxos no ovo, mas não aumenta a o desempenho reprodutivo dos peixes em termos de produção de ovos. (PAPANIKOS et al., 2008)

As exigências nutricionais dos reprodutores são diferentes daquelas empregadas em outras etapas do desenvolvimento, tais como larvicultura, alevinagem e engorda, além disso, muitas dos problemas e deficiências nutricionais encontrados nessas fases estão diretamente relacionadas ao manejo alimentar dos reprodutores (IZQUIERDO; FERNANDEZ-PALACIOUS; TACON, 2001; NAVARRO et al., 2010).

Vários métodos têm sido desenvolvidos para avaliar a qualidade dos ovos de peixes (FERNANDEZ-PALACIOS et al., 1995). Um dos parâmetros, a fecundidade, tem sido usada para determinar a qualidade do ovo, que também é afetada por uma deficiência nutricional em dietas de reprodutores. A redução da fecundidade, relatado em várias espécies de peixes marinhos, poderia ser causada tanto pela influência de um desequilíbrio de nutrientes no sistema endócrino cérebro-hipófise-gônadas ou pela restrição na disponibilidade de um componente bioquímico de formação do ovo (IZQUIERDO; FERNANDEZ-PALACIOUS; TACON, 2001).

Certos nutrientes na dieta de peixes cultivados também exercem um efeito marcante sobre a fertilização. Dietas com EPA e AA mostraram uma correlação com as taxas de fertilização (FERNANDEZ-PALACIOS et al., 1995). A composição de ácidos graxos do esperma depende do conteúdo de ácidos graxos essenciais da dieta dos reprodutores, sendo possível que a mobilidade dos espermatozoides e por consequência a fertilização, sejam afetados pela deficiência ou excesso desse nutriente. (ASTURIANO, 1999; LABBE et al., 1993).

Vários nutrientes são essenciais para o desenvolvimento normal do embrião de peixes, e seu nível ideal em dietas de reprodutores melhora a morfologia do ovo e taxa de eclosão. Em dietas para reprodutores com o aumento dos níveis de ácidos graxos poli-insaturados ômega-3, houve um acréscimo no percentual de ovos morfologicamente normais (como parâmetro para determinar a viabilidade de ovos), bem como foi constatada a incorporação desses ácidos graxos nos ovos, como também melhorou significativamente o peso de larvas de peixes e sua resistência ao choque osmótico (ABY-AYAD; MELARD; KESTEMONT, 1997; FERNANDEZ-PALACIOS et al., 1995).

3.4.3 Captura e transporte

Nos reprodutores que são utilizados em trabalhos de reprodução, a desova tem duas possíveis origens, ou serão capturados diretamente do meio natural, ou serão procedentes de um banco de reprodutores já cativos. De preferência, devemos utilizar a segunda opção, por tratar de um plantel já domesticado, mas não podemos descartar a captura de exemplares no meio natural, pois sempre que possível deve ser aumentado a variabilidade genética do banco de reprodutores para evitar consanguinidades (ALVAREZ-LAJONCHÈRE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, 2001).

Para o trabalho com reprodutores selvagens, normalmente os mesmos são capturados na época de desova natural, e após a chegada a unidade de produção, recomenda-se um período de adaptação de pelo menos seis meses, antes de começar os procedimentos de indução a desova (MORETTI et al., 1999).

Diversas artes e métodos de pesca são utilizados para a captura dos reprodutores, onde são diferenciados de acordo com o hábito de cada espécie, e as condições da área onde serão realizadas as capturas. Para a captura de peixes marinhos normalmente são usadas armadilhas, redes e linhas com anzóis (ALVAREZ-LAJONCHÈRE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, 2001; MUNOZ, 2003, PEREGRINO-JÚNIOR, 2009).

Após a captura, os peixes são transportados em tanques oxigenados a uma densidade de 75-100 g de peixe/litro de água a temperatura de 22-28 °C similar a temperatura dos locais de captura (PHELPS et al., 2009). O transporte até a unidade de produção deve ser realizado nas primeiras horas do dia, ou ao fim da tarde ou a noite, a temperatura da água durante este processo de transporte deve ser reduzida para 24 °C com o intuito de baixar o

metabolismo do peixe, diminuindo o estresse, para tal operação deve ser utilizado gelo numa proporção de 20 kg para cada 1.000 litros de água do mar (ALVAREZ-LAJONCHÈRE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, 2001).

Ao chegar a unidade de produção, os reprodutores devem passar por uma análise prévia para verificação de feridas, parasitas e nível de desenvolvimento sexual, logo após devem ser estocados em tanques de aclimatação. Os critérios para seleção dos reprodutores são: ausência de enfermidades (infecciosas ou parasitas) evidentes, malformação ou deformidades, ter a forma e a cor característica da espécie a ser trabalhada, ter resposta rápida a estímulos dentre outros (ALVAREZ-LAJONCHÈRE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, 2001).

Na unidade de produção, os reprodutores devem ser mantidos sob ambiente de fotoperíodo e temperatura natural, em tanques de 15 m³ de água do mar (36-38 g/l), uma densidade de 1 exemplar/m², suprido por aeração constante e coberto por duas camadas de sombrites com 70% de capacidade de impedir os raios solares. (WATANABE et al., 1998; CABRERA; BARRIOS; QUIJADA, 1998)

3.4.4 Estresse e uso de anestésico

O estresse causado pela captura, transporte e manipulação dos reprodutores, é visto com cautela nos cultivos de peixes, pois são considerados como um dos principais responsáveis pela proliferação de enfermidades (MARTINS et al., 2000).

Alvarez-Lajonchere e Hernández-Molejón (2001), cita que entre os aspectos que devemos ter em conta quando manipulamos os reprodutores de peixes marinhos, os mais importantes são o uso de técnicas de capturas eficientes, o uso de anestésicos efetivos e seguros, boa alimentação, evitar o som alto no ambiente em torno do confinamento dos reprodutores, dentre outros. Hawkins e Anthony (1981) destacam a importância de evitar sons altos e vibrações no entorno dos tanques, pois estes se propagam através do solo para a água.

Peixes mantidos em cativeiro estão submetidos a situações de estresse classificadas como agudas e crônicas, e muitas delas afetam os reprodutores diretamente e outras indiretamente. Entre as agudas pode-se destacar a captura por artes de pesca, seleção dos reprodutores, marcação, biopsias, tratamentos profiláticos, mudanças ambientais bruscas, dentre outros. Já as crônicas são as altas densidades de estocagem, mudanças na qualidade da

água, interação com outros organismos, alimentação inadequada dentre outros (ALVAREZ-LAJONCHERE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN 2001).

Para aliviar a maioria das reações dos reprodutores ao estresse, a utilização de anestésicos é de fundamental importância (ROSS; ROSS, 2008), além de reduzir a mortalidade e facilitar o manejo de peixes (INOUE et al., 2005).

A escolha de um anestésico deve ser baseada em critérios como eficácia, o custo, a disponibilidade no mercado, a segurança durante o uso, e os possíveis efeitos colaterais aos peixes, aos seres humanos e ao meio ambiente (MARKING; MEYER, 1985).

Vários produtos químicos são usados para anestesia de peixes, sendo os mais comuns: a triclaína metano sulfonato (MS222), a quinaldina (2-4-metilquinolina), a benzocaína (ethyl-p-aminobenzoato) e o 2-fenoxietanol (ROUBACH; GOMES, 2001). Durante procedimentos práticos as quais os peixes cultivados são submetidos, tais como, biometria, transporte, extrusão de gametas e marcação, é importante anestésiar os peixes com o objetivo de facilitar o manejo e reduzir o estresse e a possibilidade de ocorrer injúrias (MARŠIĆ-LUČIĆ; MLADINEO; TUDOR, 2005).

No Brasil, o anestésico mais utilizado em peixes cultivados é a benzocaína (GOMES et al., 2001). Esse anestésico atende a maioria dos critérios estabelecidos por Ross e Ross (2008), além de ter baixo custo e boa margem de segurança para os animais (GILDERHUS, 1989). Outro anestésico bastante utilizado em nosso país é o eugenol (ROUBACH et al., 2005). Este é um produto de origem natural, derivado do óleo de cravo (ISAACS, 1983). Além de apresentar ampla disponibilidade no mercado e baixo custo, o eugenol é considerado seguro para o meio ambiente e para o manipulador (IVERSEN et al., 2003).

Comumente os anestésicos são usados diluindo-os a um solvente que facilite a mistura com água, geralmente se utiliza álcool ou acetona, com isso os peixes são submetidos a um banho em um tanque sem recirculação de água até atingir, por inalação, o grau de anestesia desejado. Há também aqueles que preferem o uso de anestésicos injetáveis (ALVAREZ-LAJONCHERE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN 2001; ROUBACH; GOMES, 2001).

O grau de anestesia utilizado no manejo dos reprodutores, no que se refere a biometrias, manuseios para marcação, indução hormonal, aplicação de medicamentos etc., o desejável é o de sedação profunda, ou estágio II, já para a verificação da saúde animal, intervenções cirúrgicas, o estágio necessário é o de anestesia cirúrgica, ou estágio V (ROUBACH; GOMES, 2001; ROSS; ROSS, 2008), e o tempo de recuperação deve ser ≤ 5

minutos (ALVAREZ-LAJONCHERE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN 2001; ROUBACH; GOMES, 2001).

3.4.5 Reprodução

Para reprodução de peixes marinhos em cativeiro, certas medidas apropriadas devem ser tomadas pelos produtores para permitir que um grupo de peixes cativos se submeta a maturação reprodutiva e desova, e produzam ovos fertilizados (MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009).

O primeiro passo para o manejo adequado dos reprodutores é a identificação das condições ótimas requeridas pela espécie para entrar em maturação reprodutiva e produzir gametas de boa qualidade (BOBE; LABBÉ, 2010).

Dados da ecobiologia da espécie de interesse em seu ambiente natural podem ser bastante úteis na criação de condições de cultivo adequadas, levando à maturação reprodutiva e desova (MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009).

Os fatores ambientais podem ser usados durante a gametogênese para manipular o tempo de desova dos peixes a fim de garantir gametas viáveis durante todo o ciclo anual (BROMAGE; PORTER; RANDALL, 2001; CHEMINEAU et al., 2007). Tal manipulação pode afetar o desempenho reprodutivo (PANKHURST; THOMAS, 1998; KING; PANKHURST, 2007). Em alguns casos, um controle adequado dos fatores ambientais pode ser o suficiente para se obter uma desova natural de peixes cultivados (EL NAGGAR et al., 2006; OKUMURA et al., 2003). Além do mais, empregar ótimas condições ambientais reduz o estresse, e ainda pode ser aprimorado pelo processo de indução da desova propriamente dito (MOUSA; MOUSA, 2006).

A gestão do processo pode envolver a manipulação apenas das condições ambientais ou pode incluir o uso de hormônios exógenos. O tipo de hormônios, os protocolos de administração e procedimentos de aquisição de gametas podem variar dependendo da biologia reprodutiva de cada espécie cultivada, e um profundo conhecimento do controle endócrino da gametogênese, maturação final e desova, é essencial. (MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009).

Reprodução induzida de peixes em cativeiro pode ser abordada de duas maneiras, por métodos invasivos (tratamentos hormonais) e não invasivos (estimulação ambiental). A

manipulação ambiental para induzir a ovulação e desova dos peixes foi revisada por Lam (1985) e Lam e Munro (1987).

3.4.5.1 Seleção dos reprodutores

Alguns parâmetros reprodutivos devem ser levados em consideração para a escolha dos reprodutores, dentre esses parâmetros, os mais comuns referentes às fêmeas são o tamanho de primeira maturação sexual, a época de desova, o tipo de desova, o tipo e o tamanho do ovo. Já para os machos, os parâmetros de avaliação se baseiam no volume e na concentração espermática (GODINHO, 2007).

Watanabe et al. (1998), em trabalho realizado com o *L. analis*, mostrou que os reprodutores foram selecionados de acordo com o estágio de maturação, que foi conferida através de biopsia. Uma cânula de polietileno de 1,5 mm de diâmetro foi inserida dentro do oviduto da fêmea anestesiada, e uma amostra da gônada foi retirada através da cânula, e o estágio de maturação dos ovócitos foi verificado através de microscópio. Já nos machos a maturação foi verificada pela presença ou ausência de sêmen quando é feita massagem abdominal.

Ibarra-Castro e Alvarez-Lajonchère,, (2009) definiu que a seleção os peixes para os ensaios de desova induzida fosse de acordo com os seguintes critérios: fêmeas com ovócitos vitelogênicos, que apresentassem uma média de diâmetros $\geq 400 \mu\text{m}$ para peixes selvagens e $\geq 350 \mu\text{m}$ para peixes em cativeiro, os machos devem ter sêmen fluido e $\geq 80\%$ espermatozoides móveis.

Chaparro (2009) cita que a escolha dos reprodutores deve ser feita após o período de aclimatação, quando é realizada uma sexagem com base nas características externas, em uma simples análise visual as fêmeas possivelmente maduras são reconhecidos por ter maior largura do abdômen e a papila genital um pouco avermelhada e dilatada, os machos têm a papila urogenital adjacente muito comprimida, além de com uma leve pressão o esperma flui facilmente. Para uma análise mais profunda sobre a maturidade gonadal das fêmeas é feita a uma extração de ovos "in vitro" ou uma biópsia do ovário, usando uma cânula de 1,3 mm de diâmetro interno que é inserido através do oviduto.

Para Alvarez-Lajochère e Hernández-Molejón (2001), o critério básico para escolha do plantel de reprodutores, é a estimativa do desenvolvimento sexual, principalmente para os trabalhos de indução a desova com tratamentos agudo, através de injeções de hormônio.

3.4.5.2 Desova espontânea (estimulação ambiental)

Muitos peixes marinhos podem desovar naturalmente em cativeiro, desde que estejam em condições ambientais adequadas e recebam uma dieta apropriada. Os fatores que contribuem para as condições ambientais adequadas incluem o tamanho do tanque, a densidade de estocagem, a qualidade da água, o fotoperíodo e a temperatura (ALVAREZ-LAJONCHERE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN 2001; PAPANIKOS et al., 2008).

Vários estudos assinalaram a desova espontânea de lutjanídeos, sendo que a maioria delas foi realizada em tanques de grandes volumes e com o fotoperíodo e temperatura controlados, chegando a obter taxas de fertilização maiores que 90% (EMATA, 2003; LEU; CHEN; FANG, 2003; PAPANIKOS et al., 2008; PHELPS et al., 2009; TURANO; DAVIS; ARNOLD, 2000)

Na natureza, os lutjanídeos formam agregações de desova com centenas de peixes em alto mar, onde as fêmeas sobem em direção a superfícies seguidas por vários machos, e então liberam os ovos e os espermatozoides perto da superfície (PAPANIKOS et al., 2008), já em cativeiro, comportamento dos reprodutores referente à desova espontânea geralmente se perde, sendo necessário o uso de técnicas para a obtenção das desovas (MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009)

A desova espontânea é a preferida dos centros de produção, pois geram ovos com qualidade superior as de desovas induzidas por tratamentos agudos (JAMES, 1996; ALVAREZ-LAJONCHERE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN 2001).

Para a realização de desova espontânea geralmente é requerido tanque de grande volume $\geq 10 \text{ m}^3$, e uma baixa densidade de estocagem (ALVAREZ-LAJONCHERE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN 2001; MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009)

Os estímulos ambientais são traduzidos pelo cérebro em sinais neurais que resultam na liberação de hormônio liberador de gonadotropina (GnRH) e/ou inibição da

liberação do fator inibidor da liberação de gonadotrofina (GnRIF) fazendo a pituitária secretar gonadotrofinas (GtH) (PETER et al, 1986). Quando certo nível de GtH é alcançado, os ovócitos vitelogênicos sofrem o processo de maturação final do ovócito (NAGAHAMA, 1983).

Segundo Andrade e Yasui (2003) a manipulação ambiental em sistemas “*indoor*”, reproduzem as condições exógenas propícias para o desenvolvimento gonadal e processo de desova e dessa forma estimulam nos reprodutores a produção hormonal necessária para propiciar a reprodução em cativeiro.

Segundo Phelps et al. (2009) os lutjanídeos selvagens capturados podem ser domesticados e estimulados para desovar, controlando a temperatura da água e fotoperíodo. Em estado selvagem, os lutjanídeos formam agregações de desova, onde a fêmea sobe em direção à superfície seguida por vários machos, e os óvulos e espermatozoides são liberados perto da superfície (HEYMAN et al., 2005).

Arnold et al. (1978), controlando o fotoperíodo e a temperatura durante 20 meses, obtiveram desovas naturais do *L. campechanus* de reprodutores selvagens capturados e estocados em tanques de 30 m³.

Ao invés de simplesmente provocar a maturação final e a liberação de gametas, o controle artificial dos fatores ambientais como luz e temperatura, permite o controle de todas as fases do desenvolvimento e atinge alterações significativas no tempo de desova, e os resultados possivelmente melhoram na qualidade do ovo e sobrevivência larval (BROMAGE, 1995).

A desova espontânea tem a vantagem de não necessitar de tratamento dos reprodutores, minimizando o estresse e reduzindo os custos de trabalho (ALVAREZ-LAJONCHERE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, 2001; MING-YIH; I-HUI; LEE-SHING 2003).

Com base nas diferenças referentes ao número de dias de desova e número de ovos gerado por mês, Singhagraiwan e Doi (1993) verificaram que as gônadas de *L. argentimaculatus* estavam parcialmente maduras em maio e totalmente de junho a setembro, com isso admitiram que as flutuações sazonais afetam a maturação e a atividade de desova de *L. argentimaculatus* em cativeiro.

Para que a reprodução do *OcyurusChrysurus* ocorresse com sucesso em laboratório, as condições ambientais para a desova espontânea foram recriadas. Para isso foram utilizadas lâmpadas fluorescentes ajustadas a temporizadores para simular as condições de claro e escuro durante todo o período do ciclo. A temperatura foi mantida pelo aquecimento e resfriamento do ambiente local (TURANO; DAVIS; ARNOLD, 2000). Uma

vez que os peixes foram condicionados ao sistema, a temperatura e fotoperíodo foram manipulados segundo os métodos descritos por Arnold et al.(1978).

O fotoperíodo e a temperatura são os principais fatores ambientais que afetam diretamente o sistema nervoso central e, em particular, sobre o eixo hipotálamo-hipófise-gonadal do peixe (BROMAGE et. al., 1990). De acordo com Bromage et al. (1993), o fotoperíodo é o parâmetro ambiental mais utilizado no controle da reprodução do salmão.

3.4.5.2 Desova induzida (tratamentos invasivos)

Algumas espécies utilizadas na aquicultura só podem desovar em cativeiro através da realização de tratamentos invasivos hormonais. Nestes, geralmente utilizam extratos de pituitárias (hipófises), gonodotrofina coriônica humana (HCG) e análogos dos hormônios liberador de gonadotrofinas (GnRH α), ou até uma combinação destes. O tipo que será utilizado dependerá de diversos fatores, tais como a espécie, custos operacionais, disponibilidade do produto e os resultados esperados (ALVAREZ-LAJONCHERE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, 2001; MYLONAS; ZOHAR 2001).

A procura de novas alternativas para obtenção de desovas em peixes tropicais conduziu à busca por produtos sintéticos, como às gonadotrofinas, levando ao desenvolvimento de técnicas que possibilitem a indução à maturação final, à ovulação e à espermiacão de maneira mais eficiente e custo-efetiva (LEONARDO, 2003).

Dentre as várias possibilidades, utiliza-se gonadotropina parcial ou totalmente purificada de peixes. Essa foi obtida pela primeira vez em 1970, tornando-se possível a utilização de um produto bem mais específico que o extrato hipofisário (DONALDSON; HUNTER, 1983).

Segundo Carrillo, Rodriguez e Victoria (2001), as gonadotropinas (GtH) são hormônios glicoprotéicos de origem hipofisária e placentária (mamíferos) que estimulam o desenvolvimento das gônadas.

A grande diferença na estrutura molecular da HCG, comparada com a gonadotropina de peixes, exige a aplicação de elevadas doses para estimular a maturação final de peixes, tornando o processo economicamente proibitivo (HARVEY; CAROLSFELD, 1993).

Destaca-se o emprego do GnRH em duas de suas fórmulas mais comuns, a do análogo de mamífero, e a do salmão, tendo esta última maior atividade (HARVEY; CAROLSFELD, 1993).

Outro hormônio utilizado em lutjanídeos é o análogo do hormônio liberador luteinizante (LHRHa). Phelps et al., (1996) utilizou esse hormônio de diferentes formas (injeções e implantes) para induzir a ovulação no *L. campechanus*, mas notou que o tempo de resposta é maior do que quando comparado ao tratamento com HCG.

O HCG é o hormônio mais comumente usado para induzir a desova dos Lutjanídeos em geral, segundo os procedimentos desenvolvidos por Mintonet al. (1983). Esse hormônio foi administrado por injeção, intramuscular ou intraperitoneal, para induzir a desova em diversas espécies de lutjanídeos (PAPANIKOS et al, 2003; LIM et al, 1985; EMATA, 2003; CABRERA; ROSAS; MILLÁN, 1997; WATANABE et al., 1998; DUMAS et al., 2004).

Os tratamentos invasivos de indução a desova desenvolvidas para determinadas condições e espécies, devem estar padronizadas a fim de se obter bons resultados confiáveis, e que possam ser repetidos, assegurando a eficiência do processo (ALVAREZ-LAJONCHERE; MOLEJÓN, 2001).

O tipo de hormônio a ser utilizado, as dose efetivas, a frequência das injeções, o número de doses administradas e a proporção entre elas e o período de latência, devem ser fixados com precisão, realizando-se ajustes individuais para cada espécie, sempre levando em consideração o local, a população trabalhada, o nível de maturação, idade e tamanho dos reprodutores, época e condições ambientais, especialmente a temperatura (ALVAREZ-LAJONCHERE; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, 2001).

Segundo Dumas et al. (2004), a aplicação das doses hormonais do *L. peru* devem ocorrer após as fêmeas terem os ovócitos analisados e seja comprovado que os ovócitos tenham diâmetro maior que 400 μm , para que possam ser tratadas com aplicação intramuscular de HCG na dosagem de 500 UI/kg do peso corporal seguida pela aplicação da segunda dosagem de 1000 UI/kg do peso corporal após 24 horas. Os machos devem ser selecionados de acordo com a análise do sêmen, através da amostragem da motilidade e fluidez dos espermatozoides, para os machos escolhidos possam receber uma dosagem de 500 UI/kg do peso corporal no mesmo momento da segunda dose da fêmea a fim de se obter uma desova em sincronia dentro do tanque. Os peixes devem ter os pesos determinados, para depois serem estabelecidas as quantidades de hormônio a serem aplicadas (FERRAZ et al., 2002).

Segundo Boza-Abarca et al. (2008), quando o estágio de maturação de *L. guttatus* foi detectado por amostras através de cânula, as fêmeas foram induzidas com uma dose total de 1600 UI de HCG por quilograma de peso corporal, administrados em duas injeções (56% e 44% da dose total após 24 horas). Os machos receberam apenas uma injeção de 200 UI de HCG por kg do peso corporal, no momento da segunda injeção do sexo feminino.

Phelps et al. (2009) utilizando reprodutores recém capturados de *L. campechanus*, usou o HCG para induzir a desova, aplicando nas fêmeas uma única dose de 1100 UI/Kg do peso corporal, e os machos receberam uma injeção de 550 UI/kg.

Ibarra-Castro, Dumas e Duncan (2004) induziram *L. guttatus* a desova usando um análogo do hormônio liberador do hormônio luteinizante (LHRHa) implantados com 25 ou 75 µg por kg do peso corporal.

Valverde e Boza-Abarca (1999) estudaram o efeito da suspensão da hipófise de carpanas fêmeas selvagens maduras de *L. guttatus*. As fêmeas (2-3 kg de peso corporal) foram injetadas com 4 mg por kg do peso corporal (cerca de 800 UI de HCG por kg de peso corporal), e 24 h após o tratamento liberaram entre 11,550 e 12,550 ovos.

Implantes hormonais vêm sendo muito utilizado para induzir a desova em peixes, devido ao curto tempo de ação do GnRHa no corpo, e alguns peixes necessitam de injeções múltiplas de GnRHa para um tratamento mais efetivo (MYLONAS et.al., 2003; MIRANDA; SOMOZA, 2009). Por esta razão, o uso de sistemas aplicadores de GnRHa (implantes, microesferas, bombas osmóticas etc.) para estimular a longo prazo a liberação de hormônio luteinizante, que é a gonadotrofina responsável pela maturação, tem provado ser sido efetivo na indução da ovulação e desova em diferentes espécies de peixes (MYLONAS; ZOHAR, 2001).

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Local de realização do trabalho

O presente trabalho foi realizado no período de março de 2008 a dezembro de 2011 na Unidade de Pesquisa em Piscicultura Marinha (UPPMAR) do Centro de Estudos Ambientais Costeiros (CEAC), Instituto de Ciências Mar (LABOMAR) da Universidade Federal do Ceará (UFC), localizada no município do Eusébio, Estado de Ceará, Brasil (Figura 8).



Figura 8 – Vista Aérea do Centro de Estudos Ambientais Costeiros (CEAC), do Instituto de Ciências Mar (LABOMAR) da Universidade Federal do Ceará (UFC).

O CEAC é uma estação avançada de pesquisa inaugurada no ano de 2004, como resultado de uma parceria público-privada entre a Universidade Federal do Ceará, a Fundação AlphaVille, a Prefeitura Municipal do Eusébio e a Superintendência Estadual do Meio Ambiente (SEMACE). Está localizado a aproximadamente 21 km da sede do Labomar, próximo a Praia do Porto das Dunas, situado as margens do estuário do Rio Pacoti e abrange uma área de 4,4 ha. Além do UPPMAR, o CEAC conta ainda com o Laboratório de Nutrição de Organismos Aquáticos (LANOA) e com os programas de educação ambiental Parque Vivo e o Programa de Educação Ambiental Marinha (PEAM).

4.2 Captura dos Reprodutores e quarentena

Campanhas de pesca foram realizadas para captura dos exemplares de *L. synagris*, tendo sido utilizados barcos de pesca com tamanho variando de 7 a 12 m (Figura 09), em áreas pesqueiras de conhecida ocorrência dessa espécie ao largo da costa de Fortaleza, Estado do Ceará, conduzidas durante os meses de abril a dezembro de 2010.



Figura 9 - Barco utilizado nas capturas de reprodutores de ariacó, *L. synagris*.

Para acondicionamento dos peixes capturados, um tanque de polietileno com capacidade de 1 m³ de água era colocado a bordo da embarcação para manutenção dos peixes capturados (Figura 10). Este possuía uma válvula de saída na parte inferior e uma de entrada na parte superior, onde foi acoplada uma mangueira conectada a uma moto bomba de 0,5 cv, que puxava água do mar direto para o tanque, mantendo um fluxo contínuo de água. Um sistema com renovação contínua de água salgada e aeração artificial utilizando um compressor de ar portátil foi montado no convés de cada embarcação utilizada.



Figura 10 - Tanque de polietileno utilizado na acomodação e transporte dos peixes a bordo da embarcação.

Os peixes foram capturados com linha e anzol e com covos (armadilhas) (ver Figura 11) em diferentes pontos de pesca, sendo as capturas realizadas até uma distância de 10 km da costa, em profundidades variando entre 5 e 35 m.



Figura 11 - Metodologia de captura dos reprodutores de *L. synagris*, mostrando a utilização de linha e anzol e covos (esquerda para direita respectivamente).

Como isca para os anzóis foram utilizados camarões, lula ou filé de peixes de outras espécies capturadas no mesmo local. Enquanto que para as armadilhas foram utilizadas cabeças e carcaças de peixes, moluscos e crustáceos.

Antes de realizar as campanhas de pesca, foram feitas reuniões com os tripulantes (pescadores) e auxiliares envolvidos nos embarques, visando uma padronização dos procedimentos a serem seguidos durante a atividade. Foram descritas as formas adequadas para proceder a subida dos peixes capturados a bordo, a retirada do anzol e perfuração da bexiga natatória, e do estômago (Figura 12), com ajuda de agulha de seringa, dos peixes coletados em grandes profundidades. Os peixes fígados foram trazidos à superfície devagar, e posteriormente transferidos a bordo para um balde de 20 L com água para a retirada segura do anzol.

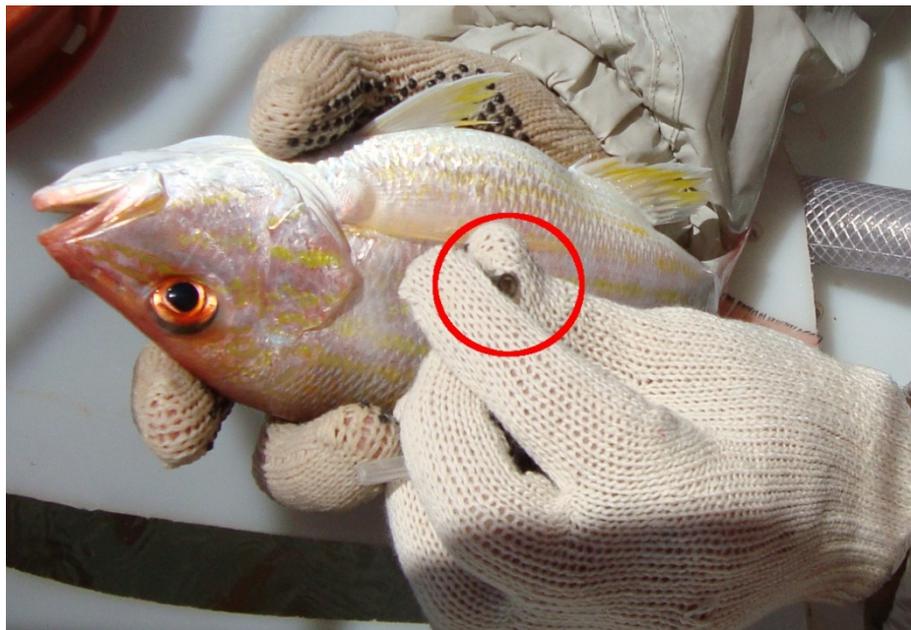


Figura 12 - Uso da agulha de seringa para perfuração do estômago e bexiga natatória.

A cada hora foi realizado a medição do oxigênio dissolvido na água para verificar se este estava dentro dos padrões para o ariacó, para isso foi usado um medidor digital marca YSI (Figura 13).



Figura 13 - Medição do oxigênio dissolvido na água durante a fase de captura e transporte.

O transporte dos reprodutores ao laboratório, foi feito por meio caminhão com tanque de 1 m³ acoplado na carroceria e aerados com ajuda de um compressor de ar portátil. As mortalidades que ocorreram durante cada captura e transporte foram registradas.

Chegando ao laboratório, os peixes foram contados e submetidos a um tratamento profilático com formalina comercial 40% (30 mL/1000 L), durante 24 horas. Essa medida visava evitar uma possível contaminação de organismos potencialmente patógenos (como ectoparasitas, bactérias e fungos) presentes nos peixes recém-capturados, e que poderiam transmitir aos outros peixes já mantidos em cativeiro.

Após 24 horas de manutenção no laboratório, os reprodutores foram vistoriados a procura de ulceração e/ou parasitas. Se fosse detectada ocorrência de úlceras foi então administrada uma pomada bactericida e cicatrizante, e na presença de ectoparasitas, estes foram retirados com ajuda de uma pinça. Após a vistoria, os reprodutores foram reestocados no sistema de quarentena, que consistia de três tanques de 3 m³, interligados a um filtro mecânico numa densidade de 10 a 15 peixes/tanque, (Figura 12), previamente preparados e com recirculação de água, totalmente separado do sistema de abastecimento principal, e passaram mais sete dias para adaptação ao alimento e as condições de cativeiro.



Figura 14 - Sistema de quarentena utilizado para estocagem inicial dos reprodutores de *L. synagris*.

Diariamente os tanques foram averiguados para verificar a ocorrência de mortalidade, e caso houvesse, os peixes mortos foram contados e descartados.

Ao final das capturas e quarentenas, os peixes foram contados e estocados juntos no sistema de manutenção de reprodutores principal, formando um único lote.

4.3 Adaptação e Preparação dos Reprodutores

Após a quarentena, os reprodutores remanescentes, foram mensurados (pesos e comprimentos) e postos juntos em um único lote, iniciando a adaptação ao cativeiro visando a preparação para a maturação gonadal, através estímulos ambientais (fotoperíodo) e alimentar. O manejo consistiu inicialmente da estocagem dos reprodutores em dois tanques circulares com volume de 10 m^3 cada, com água do mar a 35 ‰ (partes por mil), em uma densidade aproximada de $1,5 \text{ kg/m}^3$. Estes reprodutores foram submetidos a um fotoperíodo artificial de 14 h claro e 10 h escuro. A alimentação foi ofertada uma vez ao dia, *ad libitum*, com ração semiúmida preparada no laboratório a base de ração de maturação (FishBreed-M[®] INVE), sardinha, lula e camarão, mas proporções de 50, 30, 10 e 10%, respectivamente (Tabela 1).

Tabela 1- Proporção dos ingredientes usados na formulação da ração experimental que será usada na alimentação dos indivíduos adultos.

Ingrediente	(%)
Concentrado nutricional (em pó)*	50,0
Peixe moído	30,0
Camarão moído	10,0
Lula moída	10,0

* Concentrado nutricional para reprodutores de peixes marinhos carnívoros (FishBreed-M): Proteína bruta- 62%; Lipídeos - 16%; DHA/EPA - 2.5; Soma(n-3) HUFA - 35mg/g (peso seco); Vitamina A - 25000 UI/kg; Vitamina D3 - 5000 UI/kg; Vitamina E - 800 mg/kg; Vitamina C - 5000 mg/kg; Vitamina B1 - 65 mg/kg; Vitamina B2 - 85 mg/kg. FONTE: INVE Brasil

Os tanques onde os animais estavam estocados foram mantidos em um regime de recirculação fechado, com filtro mecânico, “skimmer”, e filtro biológico, sendo que a cada três meses foi realizada uma troca parcial da água, de cerca de 30% do volume total. A temperatura e a salinidade e os teores de oxigênio dissolvido foram monitorados diariamente durante o período de manutenção dos peixes. Todo esse processo de preparação foi realizado em um intervalo de tempo de seis meses (de janeiro a junho de 2009), e serviu para dar suporte aos trabalhos de indução hormonal.

Terminado o período de seis meses imposto com alimentação e fotoperíodo, foi realizada uma amostragem para quantificar o número de machos e fêmeas, com seus respectivos pesos e comprimento, e maturação gonadal, além de separar os mais aptos para o procedimento de indução hormonal.

Para escolha dos machos e fêmeas para o processo de indução hormonal, foram escolhidos aqueles que apresentavam melhores condições de desenvolvimento gonadal. Para os machos foi escolhido o critério de liberação de sêmen quando realizadas massagens abdominais.

Para a escolha das fêmeas foi utilizado o critério da biopsia intraovariana, quando foram introduzidos três centímetros de uma sonda uretral nº 04, com 01 mm de diâmetro interno no oviduto de cada fêmea, e retirada uma pequena amostra de ovócitos (a) (Figura 15).



Figura 15 - Retirada de uma amostra de ovócitos (a) da Fêmea de *L. synagris*, com ajuda de uma sonda uretral.

Os ovócitos coletados foram levados para análise e visualizados em microscópio estereoscópico. Fêmeas que apresentaram ovócitos vitelogênicos com diâmetro \geq a 400 μm foram separadas para procedimento de indução hormonal.

Uma análise de correlação foi realizada para verificar se existia uma relação entre o peso das fêmeas com o diâmetro dos ovócitos,

Antes do manejo, os reprodutores foram anestesiados com solução de eugenol, visando diminuir a carga de estresse sofrida por eles durante este processo. Os reprodutores foram retirados dos tanques de manutenção com ajuda de um puçá e direcionados, individualmente, para um tanque de fibra com capacidade de 300 L contendo 100 L de água já misturada com o eugenol. A dosagem de eugenol utilizada foi de 4 mL de solução estoque (1:9 de eugenol e álcool etílico 98 °GL, respectivamente) para 10 L de água. O anestésico foi utilizado em todas as atividades que estavam relacionadas ao manuseio dos reprodutores.

4.4 Indução hormonal e desova

Após o procedimento de amostragem dos reprodutores, 24 fêmeas e 48 machos com pesos médios respectivos de $0,381 \pm 0,154$ e $0,353 \pm 0,105$ kg, foram considerados aptos para serem utilizados no procedimento de indução hormonal. Os machos e fêmeas restantes foram separados em outro tanque, e continuaram a receber o manejo outrora imposto, pois poderiam vir a se prepararem para futuras induções.

As pesagens e as medidas de comprimento total de cada ariacó foram realizadas com a ajuda de balança eletrônica com precisão de 0,1 g (Figura 16) e de um ictiômetro com precisão de 0,5 cm (Figura 17), respectivamente.



Figura 16 - Balança digital, utilizada para mensurar peso dos reprodutores de ariacó, *L. synagris*.



Figura 17 - Ictiômetro utilizado para mensurar o comprimento dos reprodutores de ariacó, *L. synagris*.

Para os trabalhos de indução hormonal, foram utilizados três tratamentos cada um com dosagem diferente de gonadotropina coriônica humana (HCG - Choragon[®] 1.500 U.I. ampolas de 1,0 mL, FERRING) (Figura 18) para as fêmeas, 1000, 1250 e 1500 UI de HCG por kg de peso corpóreo, para averiguar qual a mais produtiva em termos de números de ovos liberados, fecundidade e taxa de eclosão.

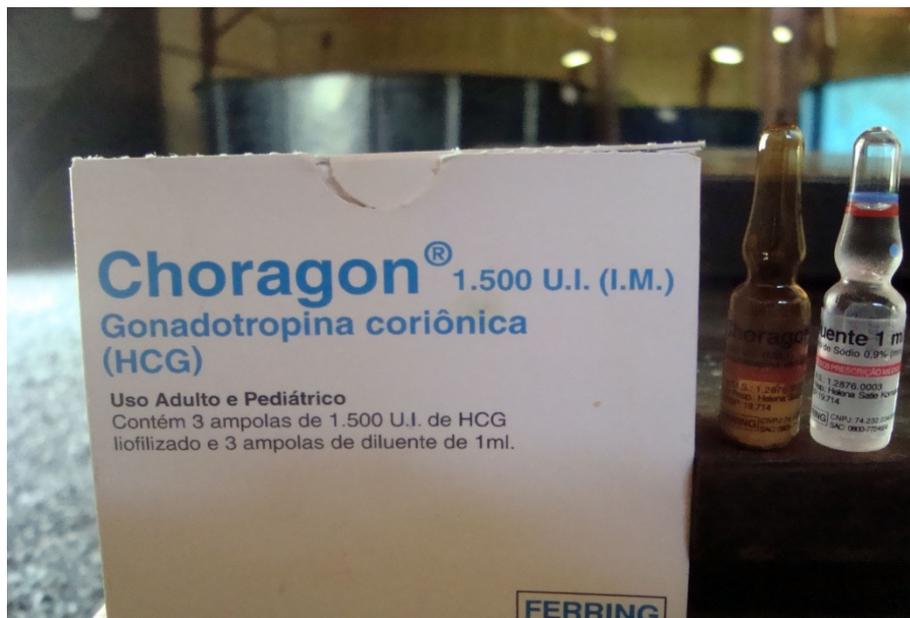


Figura 18 - Gonadotropina coriônica humana (HCG) utilizada na indução a ovulação de *L. synagris*, em cativeiro.

Os tratamentos foram realizados simultaneamente, ou seja, em cada prática de indução hormonal (replicas), as três dosagens foram aplicadas. Para os machos, como foram escolhidos somente os que estavam expelindo sêmen, ou seja, os sexualmente preparados, quando realizada a massagem abdominal foi aplicada uma única dose de 500 UI de HCG por kg de peso corpóreo, com a finalidade de aumentar e diluir o volume do sêmen. Para cada tratamento foram realizadas oito repetições.

Após as injeções, os reprodutores foram distribuídos aleatoriamente em tanques circular de 3 m³, interligados ao sistema principal onde se encontrava os tanque de 10 m³, onde inicialmente estavam mantidos os reprodutores. A densidade de estocagem foi de 01(um) peixe/m³, numa proporção sexual de uma fêmea para dois machos.

A aplicação do HCG nas fêmeas foi dividida em duas doses, a primeira (preparatória) contendo 30% do valor total da dose hormonal correspondente, e após 24 horas realizou-se a aplicação da segunda dose (definitiva), com o restante (70%). Para os machos foi aplicada uma única dose, no mesmo momento em que foi aplicada a segunda dose nas fêmeas.

As doses hormonais foram aplicadas com a ajuda de seringa de 1,0 mL (precisão de 0,1 mL), na base da nadadeira peitoral dos reprodutores, dentro da cavidade peritoneal (Figura 19), sempre no intervalo entre 16 e 18 h.



Figura 19 - Aplicação da dose hormonal nos reprodutores de *L. synagris*, destacando aplicação na abaixo da nadadeira peitoral, dentro da cavidade peritoneal.

Após a aplicação da dose preparatória, as fêmeas foram devolvidas aos tanques de origem, juntamente com dois machos. Para diferenciação dos reprodutores e evitar enganos no momento da captura para a aplicação da dose hormonal, os machos foram marcados com esferas ocas (contas) coloridas presas no segundo espinho da nadadeira dorsal, para identificar cada animal (Figura 20). A fêmea não foi marcada, pois em cada tanque tinha somente uma.



Figura 20 - Exemplo de marcação usada na diferenciação dos reprodutores machos de *L. synagris*, durante as práticas de indução hormonal.

Após a aplicação da dose definitiva, a cada hora foram verificados os valores de oxigênio dissolvido, temperatura da água para determinação do valor de hora-grau, bem como a presença de ovos na coletora. Para coleta dos ovos foi acoplado em cada tanque de reprodução um coletor de ovos, constituído de um reservatório cilíndrico-cônico revestido com malha de 500 μm (Figura 21).



Figura 21 - Tanques utilizados para reprodução de *L. synagris*, mostrando as coletoras de ovos acopladas na lateral dos tanques.

Com a constatação das desovas pela presença de ovos na coletora, e para permitir que todos os ovos fossem coletados, a aeração e o fluxo de água do tanque de reprodução para a coletora de ovos foram aumentados. Os reprodutores foram mantidos nos tanques, caso houvesse sucessivas desovas. Com o fim das desovas os peixes foram retirados dos tanques e estocados em um tanque de 30 m³ para descanso e recuperação.

No momento da retirada dos ovos das coletoras, o fluxo da água foi interrompido, as coletoras removidas e os ovos estocados em um aquário de 20 L (Figura 22), correspondente ao tanque de reprodução, munidos com 5 L de água salgada colhidas dos sistema de recirculação, para contagem e separação dos ovos fertilizados e não fertilizados (flutuantes e não-flutuantes respectivamente). Para cada amostra, foi quantificado o número de ovos, mensurado o diâmetro do ovo e da gota de óleo, e calculado a taxa de fertilização e eclosão, e a quantidade foi extrapolada para 20 L.



Figura 22 - Aquários utilizados para estocagem e contagem dos ovos de *L. synagris*.

Cada coletora tinha um aquário correspondente, para contagem separada de cada desova. Feito isso as coletoras foram novamente alocadas nos tanques, dando reinício ao fluxo de água dos tanques para coleta de novas desovas.

A contagem dos ovos foi efetuada utilizando cinco amostras de 5 mL do recipiente onde se encontravam os ovos, com ajuda de uma seringa, e antes da retirada de cada amostra, foi realizada uma homogeneização dos ovos com a água, permitindo que não houvesse diferença na coluna da água dentro do recipiente, facilitando a amostragem.

Para medição do diâmetro do ovo e gota de óleo, foi utilizado um microscópio que possuía uma escala na lente com ampliação de 40x.

Para cálculo da taxa de fertilidade foi utilizado a seguinte fórmula:

$$F = \frac{\text{Total de ovos fertilizados}}{\text{Total de ovos}} * 100$$

Para o cálculo da taxa de eclosão, foram retiradas cinco amostra de 50 ovos fecundados e alocadas em recipientes de 2 L com renovação de água. Após a observação da eclosão dos ovos foi realizada a contagem de larvas. A fórmula utilizada para o cálculo da taxa de eclosão foi:

$$E = \frac{\text{Total de larvas}}{\text{Total de ovos}} * 100$$

4.5 Análise Estatística

Para verificar se ocorreu diferença estatística com relação a diferentes doses de HCG utilizadas nos tratamentos (01, 02 e 03) foi realizada uma comparação entre as médias encontradas dos diâmetros dos ovos e da gota de óleo, quantidade de ovos e das taxas de fertilização e de eclosão, e para isso foi usado o método de análise de variância (ANOVA) com fator único, para alfa de 0,05. O testes de Tukey foi aplicado quando a ANOVA foi significativa.

A análise de regressão foi realizada para verificar as correlações entre duas variáveis dentro de um mesmo tratamento (1000, 1250 e 1500 UI), tais como: Peso da Fêmea (PF) x diâmetro do ovócito; PF x diâmetro do ovo; PF x diâmetro da gota de óleo; PF x quantidade total de ovos; Taxa de fertilização x Taxa de eclosão.

4.6 Larvicultura

4.6.1 Desenvolvimento embrionário e larval

Todo o desenvolvimento embrionário e larval foi descrito com ajuda de um microscópio trilocular, e as medidas foram obtidas de acordo com a metodologia de Clarke (1997). Vale salientar que somente foi utilizada uma ampliação, 40X, com lente graduada.

4.6.2 Cultivo das larvas em águas claras

Após a contagem dos ovos, aqueles fertilizados foram separados para realização da larvicultura. Esta fase foi realizada em quatro tanques circulares de polipropileno, com capacidade de 1 m³ e ligado em um sistema de recirculação de água fechado, com uma vazão de 0,7 L/min. Uma malha foi colocada no dreno para evitar que o alimento vivo (zooplâncton) saísse dos tanque de larvicultura. A água foi bombeada com ajuda de uma moto bomba de 0,5 CV, que a extraia de um tanque que recebia a água de descarga do sistema, que passava por: (a) um filtro ultravioleta UV; (b) dois filtros de cartucho de 100 micra; (c) e depois foi armazenada em um tanque de 1 m³, que ficava em uma posição superior, elevada em 80 cm

em relação aos tanques de larvicultura, os quais foram abastecidos por gravidade (Figuras 23 e 24).

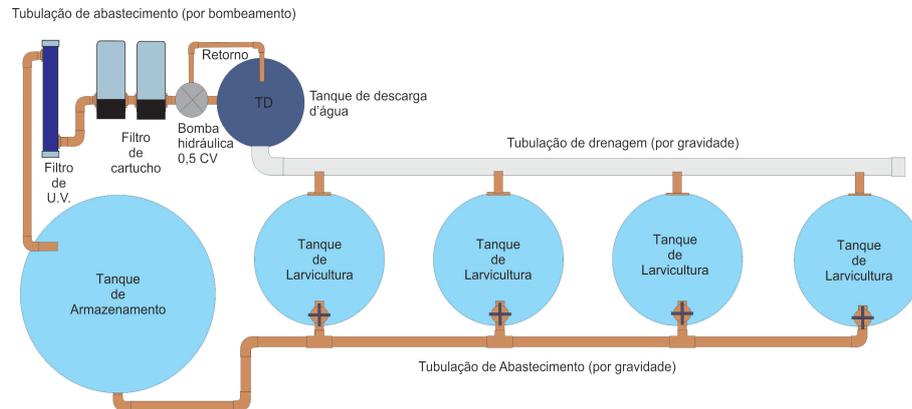


Figura 23 - Desenho esquemático do sistema de recirculação fechado utilizado na larvicultura do *L. synagris*.



Figura 24 - Sistema de recirculação fechado utilizado na larvicultura do *L. synagris*, mostrando filtro UV (a), os filtros de cartucho (b) e os tanques de larvicultura (c).

Cada tanque foi povoado com dez mil ovos fertilizados (contagem volumétrica) provenientes das desovas obtidas. Quando os ovos começavam a eclodir, e as larvas

terminavam de absorver o saco vitelínico, foram realizadas amostragens para determinar a densidade de estocagem inicial e começar a alimentação.

Inicialmente as larvas foram alimentadas com rotíferos, em uma densidade aproximada de 5 a 15 ind./mL, e a medida que foram crescendo foi introduzido na alimentação náuplios e adultos de artêmia, numa densidade de 1 a 5 ind./mL, sempre de acordo com o tamanho da larva, pois a mesma tem que ter a capacidade de engolir a comida sem esforço, e para isso o alimento tem que estar do menor que o tamanho da boca (Figura 25).



Figura 25 - Alimentação das larvas *L. synagris* de acordo com o tamanho da boca.

Na passagem do alimento vivo para o alimento inerte, foi introduzido gradativamente peixe (sardinha) triturado na alimentação junto com artêmia adulta, até as larvas se acostumarem ao alimento inerte. Quando os animais aceitavam o alimento inerte, este foi substituído por uma ração de desmame (NRD[®]-INVE), que foi ofertada duas vezes ao dia, *ad libitum*. Antes de toda a alimentação, a recirculação foi desligada, o fundo dos tanques sifonados, para evitar acúmulo de dejetos e restos de ração. Toda água que foi retirada com o sifonamento, cerca de 20%, foi repostada com água previamente tratada. O cronograma de alimentação obedeceu a esquema adaptado de Watanabe et al. (1998).

Para o cálculo da taxa de crescimento em comprimento e peso foi utilizado a seguinte fórmula:

$$T_c = \frac{X_{final} - X_{inicial}}{Tempo}$$

Onde X pode ser definido como o comprimento ou peso.

5 RESULTADOS

5.1 Captura dos Reprodutores e quarentena

Durante os meses de abril a dezembro de 2010, foram realizadas 12 campanhas para a captura e consecutivas quarentenas dos reprodutores de *L. synagris*. Foram capturados um total de 243 indivíduos, os dados são apresentados na Tabela 2.

Tabela 2- Número de capturas realizadas, mostrando a quantidade inicial e total final, bem como a mortalidade dos reprodutores de *L. synagris*, nas fases de captura e quarentena.

Nº de Capturas	CAPTURA (nº de ind.)		QUARENTENA (nº de ind.)		Quantidade total final (nº de ind.)
	Quantidade Inicial	Mortalidade	Quantidade Inicial	Mortalidade	
1	25	5	20	10	10
2	33	2	31	30	1
3	23	6	17	2	15
4	11	2	9	9	0
5	22	3	19	5	14
6	11	9	2	0	2
7	16	4	12	2	10
8	22	4	18	4	14
9	29	4	25	8	17
10	28	8	20	6	14
11	12	1	11	11	0
12	11	2	9	8	1
Total	243	50	193	95	98

As taxas de mortalidade média calculadas, em termos de percentuais, durante as campanhas de captura e quarentena foram de 21 e 49%, respectivamente (Figuras 26 e 27).

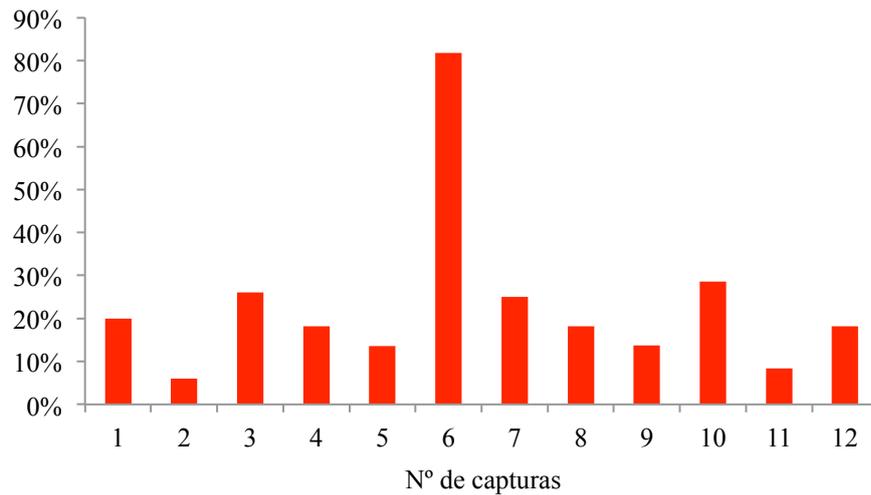


Figura 26 - Taxa de mortalidade (%) encontrada durante as doze campanhas de capturas dos reprodutores de *L. synagris* no período de abril a dezembro de 2010.

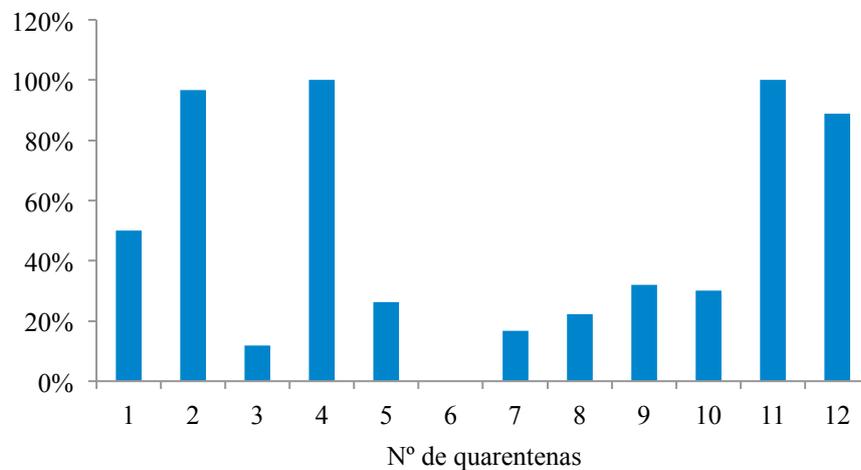


Figura 27 - Taxa de mortalidade encontrada durante as quarentenas realizadas com os reprodutores de *L. synagris* no período de abril a dezembro de 2010.

O valor (médio \pm desvio padrão-DP) dos níveis de oxigênio dissolvidos (O_2D) encontrados durante as atividades de captura foi de $6,18 \pm 0,27$ mg/L, variando dentro dos padrões ótimos, para temperatura média e temperatura registrada, $27,5 \pm 0,2$ °C e $33 \pm 0,83$ ‰, respectivamente. Já o valor médio de O_2D registrado durante o período de quarentena, de $3,98 \pm 0,28$ mg/L, foi bem abaixo do esperado para a temperatura média de $28,6 \pm 1,05$ °C e salinidade $35 \pm 0,87$ ‰, registradas durante essa fase. A variação dos níveis de O_2D durante as fases de captura e quarentenas são apresentados na Figura 28.

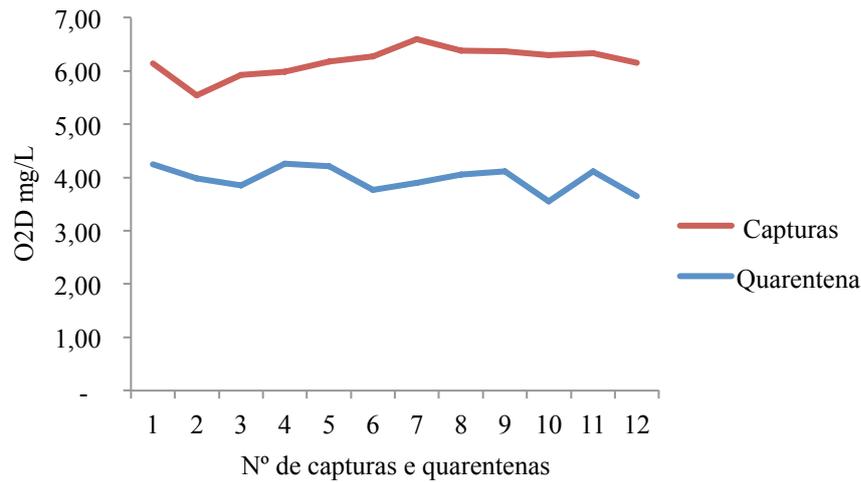


Figura 28 - Variação dos níveis de oxigênio dissolvido obtidos durante as atividades de capturas e quarentenas dos reprodutores de *L. synagris*, durante dos meses de abril a dezembro de 2010.

Durante a fase de quarentena, logo após o banho profilático, durante do processo de verificação e classificação dos reprodutores, foi constatado a presença de um ectoparasita da subclasse Copepoda pertencente ao gênero *Lernaeolophus* (Figura 29), sendo a espécie não identificada. Este parasita estava localizado no maxilar superior das bocas de 12 reprodutores de ariacó capturados. Para prosseguir com os procedimentos de retirada dos parasitas, os peixes foram anestesiados com eugenol, e a seguir, com a ajuda de uma pinça, foram retirados os parasitas. A quantidade de parasitas nas bocas dos reprodutores variou de um a quatro indivíduos por peixe.

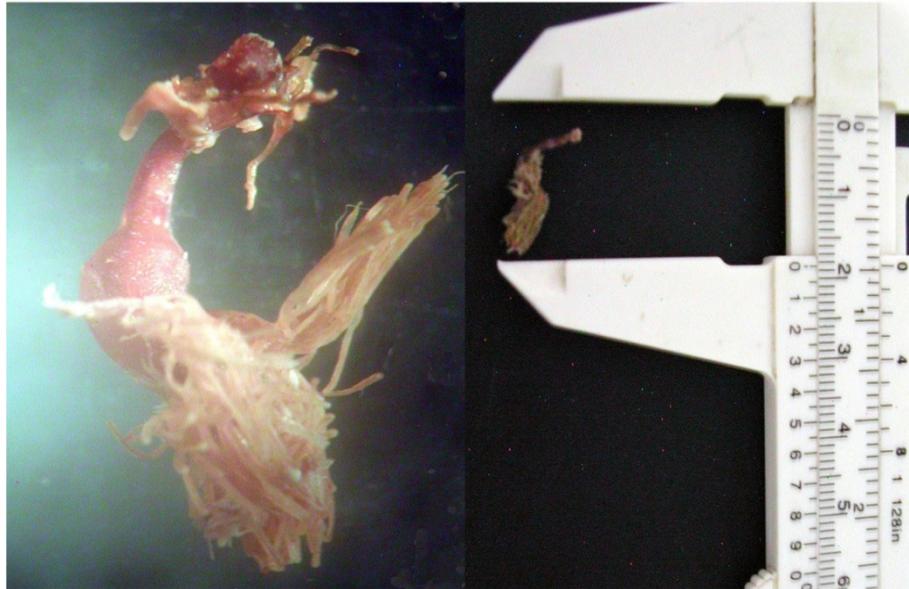


Figura 29 - Ectoparasita do gênero *Lernaeolophus* encontrado dentro da boca dos reprodutores de *L. synagris*.

Os banhos profiláticos realizados geraram resultados satisfatórios, pois não foi mais registrado a presença deste parasita durante toda a fase das pesquisas.

5.2 Adaptação e Preparação dos Reprodutores

A amostragem realizada no início de janeiro de 2011, constatou a presença de 32 fêmeas e 59 machos com pesos e comprimentos médios respectivos de $0,362 \pm 0,137$ e $0,338 \pm 0,102$ kg; $25,8 \pm 3,08$ e $25,4 \pm 2,14$ cm. Com relação ao número de indivíduos estocados inicialmente, foi observado uma pequena taxa de mortalidade de 7,1% (02 fêmeas e 05 machos).

Com relação a maturação gonadal das fêmeas, a observação direta dos ovócitos no microscópio, mostrou que 79,4% fêmeas apresentavam ovócitos com características de pré-vitelogênico e vitelogênicos, (diâmetro $\geq 400 \mu\text{m}$) em maior quantidade: cerca de 73%, com notável aumento do número de grânulos de vitelo por toda a extensão citoplasmática (Figura 30). Com relação aos machos, 86,4% liberaram sêmen quando realizado a massagem abdominal (Figura 31).

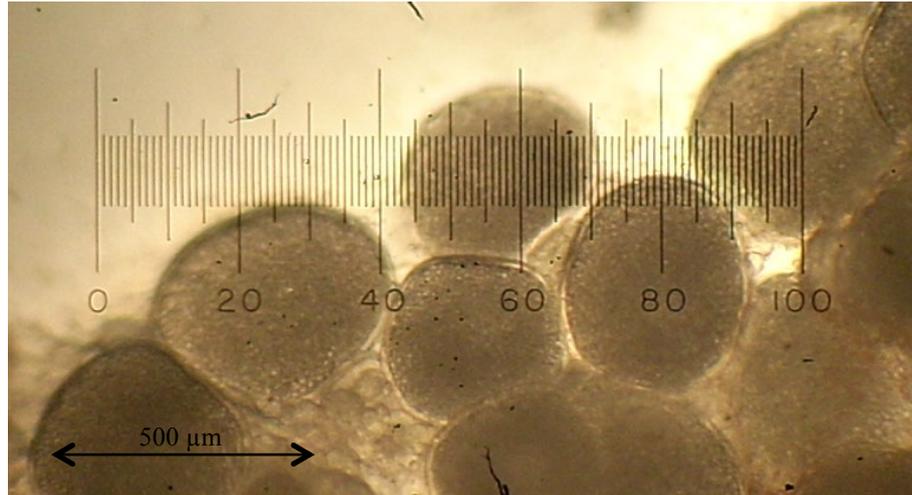


Figura 30 - Amostra de ovócitos vitelogênicos com diâmetro $\geq 400 \mu\text{m}$, visualizados em microscópio retirados de uma fêmea de *L. synagris*.



Figura 31 - Macho de *L. synagris* liberando sêmen (a) após massagem abdominal.

Quando o peso das fêmeas foi relacionado com o diâmetro dos ovócitos amostrados, foi observada uma correlação positiva, demonstrando que cerca de 72% da variabilidade da inclinação do peso da fêmea pode ser descrita ou explicada pela variabilidade do diâmetro médio dos ovócitos e vice-versa (Figura 32).

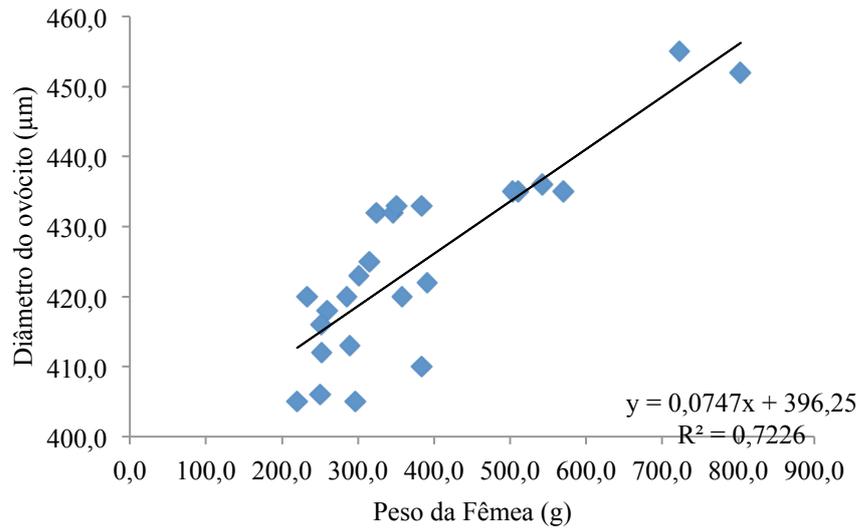


Figura 32 - Gráfico de dispersão, mostrando a correlação positiva entre peso das fêmeas e o diâmetro dos ovócitos das fêmeas de *L. synagris*.

Durante todo o processo de preparação dos reprodutores (seis meses), obtivemos um valor médio de O₂D, temperatura e salinidade de $5,74 \pm 0,16$ mg/L e $27,5 \pm 0,47$ °C, e 35 ‰, respectivamente (Figura 33, 34 e 35).

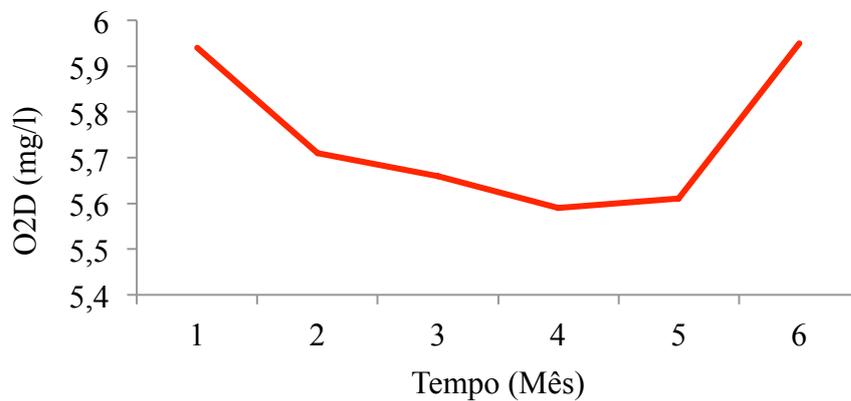


Figura 33 - Variação do O₂D, da água do sistema de manutenção dos reprodutores de *L. synagris*, em um período de seis meses.

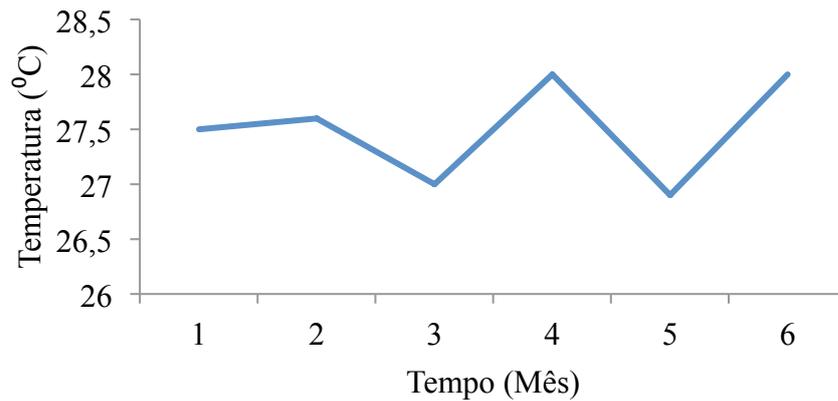


Figura 34 - Variação da temperatura da água do sistema de manutenção dos reprodutores de *L. synagris*, em um período de seis meses.

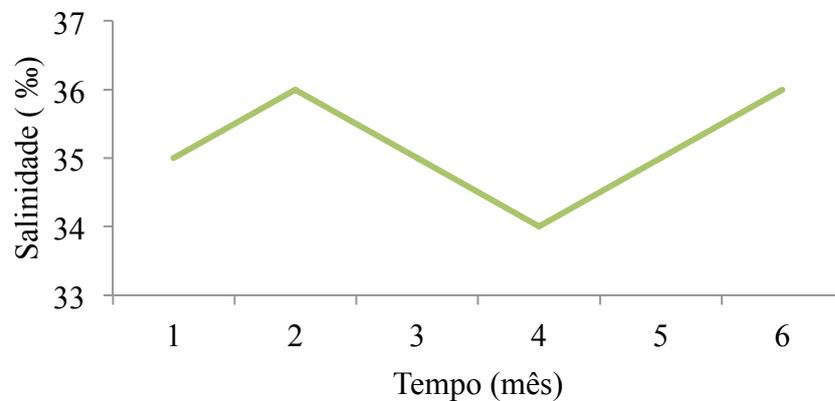


Figura 35 - Variação da salinidade da água do sistema de manutenção dos reprodutores de *L. synagris*, em um período de seis meses.

5.3 Indução hormonal e desova

Entre os meses de julho a outubro de 2011, vinte e quatro induções hormonais foram realizadas, divididas em três dosagens diferentes para as fêmeas (Tratamento 01 – 1000 UI/kg; Tratamento 02 – 1250 UI/kg; e Tratamento 03 – 1500 UI/kg), com 08 repetições cada, e uma única dose para os machos, de 500 UI/Kg, distribuídos de acordo com os dados apresentados na Tabela 3.

Tabela 3- Tratamentos realizados no procedimento de indução hormonal do *L. synagris*, mostrando o peso (kg) dos reprodutores com suas respectivas doses de HCG (UI), em mL.

Repetições	Sexo	TRATAMENTO 1			TRATAMENTO 2			TRATAMENTO 3		
		Dosagem 1000 UI			Dosagem 1250 UI			Dosagem 1500 UI		
		Peso (kg)	dose (UI)	dose (mL)	Peso (kg)	dose (UI)	dose (mL)	Peso (kg)	dose (UI)	dose (mL)
1	♀	0,2969	297	0,2	0,5108	639	0,4	0,3011	452	0,3
	♂	0,2730	137	0,1	0,4487	224	0,1	0,3063	153	0,1
		0,2754	138	0,1	0,5225	261	0,2	0,3021	151	0,1
2	♀	0,3238	324	0,2	0,2336	292	0,2	0,2854	428	0,3
	♂	0,3283	164	0,1	0,2391	120	0,1	0,294	147	0,1
		0,3351	168	0,1	0,2457	123	0,1	0,2879	144	0,1
3	♀	0,3463	346	0,2	0,5426	678	0,5	0,5037	756	0,5
	♂	0,3728	186	0,1	0,4854	243	0,2	0,4151	208	0,1
		0,3509	175	0,1	0,4677	234	0,2	0,433	217	0,1
4	♀	0,3829	383	0,3	0,3505	438	0,3	0,5699	855	0,6
	♂	0,3777	189	0,1	0,3662	183	0,1	0,5418	271	0,2
		0,3643	182	0,1	0,353	177	0,1	0,4518	226	0,2
5	♀	0,7223	722	0,5	0,3143	393	0,3	0,2596	389	0,3
	♂	0,4261	213	0,1	0,3086	154	0,1	0,3269	163	0,1
		0,4644	232	0,2	0,3027	151	0,1	0,2635	132	0,1
6	♀	0,3844	384	0,3	0,8031	1004	0,7	0,2515	377	0,3
	♂	0,3984	199	0,1	0,7532	377	0,3	0,3376	169	0,1
		0,3827	191	0,1	0,5544	277	0,2	0,3052	153	0,1
7	♀	0,2891	289	0,2	0,2520	315	0,2	0,3910	587	0,4
	♂	0,2847	142	0,1	0,2473	124	0,1	0,3299	165	0,1
		0,2887	144	0,1	0,2309	115	0,1	0,3416	171	0,1
8	♀	0,3578	358	0,2	0,2505	313	0,2	0,2200	330	0,2
	♂	0,3031	152	0,1	0,2279	114	0,1	0,1733	87	0,1
		0,3613	181	0,1	0,2780	139	0,1	0,2233	112	0,1

Durante a realização desta fase experimental, ocorreu o óbito de três fêmeas, uma do tratamento dois, repetição um, e duas do tratamento três, repetições dois e oito, com as mortes confirmadas as 6, 4 e 5 h respectivamente, após a aplicação da segunda dose hormonal. Consequentemente não foi possível coletar informações a respeito da desova.

As horas das desovas foram registradas quando se notou a presença de ovos dentro das coletoras. As fêmeas começaram a desovar após um período de latência que variou entre 8 e 12 horas após a aplicação da segunda dose, com valores médios de $10 \pm 1,3$, $10 \pm 0,5$ e $9 \pm 0,9$ h para as dosagens 1000, 1250 e 1500 UI, respectivamente (Figura 36).

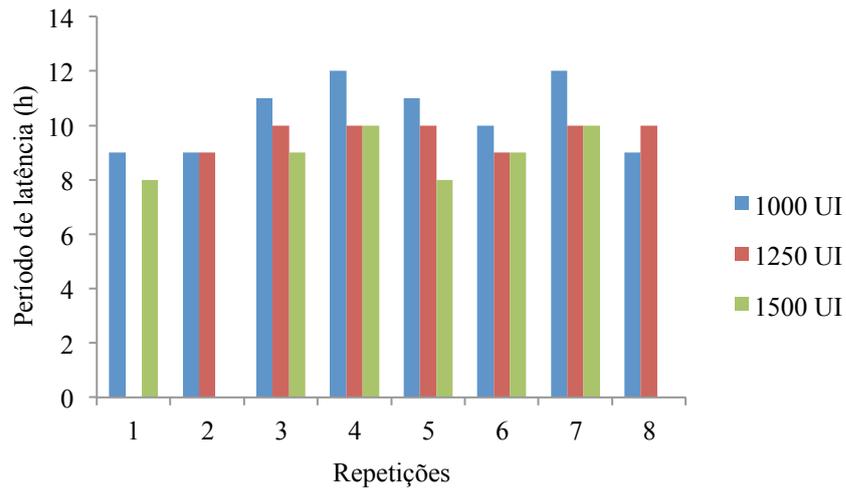


Figura 36 - Período de latência para as desovas apresentadas pelas fêmeas de *L. synagris*, após a aplicação da segunda dose de acordo com as dosagens hormonais, durante o período de julho a setembro de 2011.

O valor médio para a quantidade de desovas sucessivas registradas ficou igual para as três dosagens (de 1000, 1250 e 1500 UI/kg), apresentando variação somente na dosagem de 1000 UI (Tabela 04).

Tabela 4- Número de desovas sucessivas apresentadas pelas fêmeas de *L. synagris* de acordo com as dosagens hormonais, durante o período de julho a setembro de 2011.

Repetições	Nº desovas sucessivas		
	Tratamento 01 - 1000 UI/kg	Tratamento 02 - 1250 UI/kg	Tratamento 03 - 1500 UI/kg
1	2	-	2
2	2	2	-
3	1	2	2
4	4	2	2
5	2	2	2
6	2	2	2
7	3	2	2
8	2	2	-
Média±DP	2,0±0,9	2±0	2±0

Os reprodutores permaneceram nos tanques de desova até não se ter mais registro de desovas. Ao final do procedimento, os animais foram transferidos para os tanques de manutenção de reprodutores com 30 m³, com fotoperíodo natural, sendo alimentados *ad libitum* com peixes e lulas frescos.

Como todos os reprodutores estavam alocados em tanques interligados e em recirculação fechada durante os trabalhos de indução hormonal e desova, os valores médios de O₂D, temperatura e salinidade registrados, são os mesmos para cada tratamento, ficando seus valores respectivos em $6,2 \pm 0,11$ mg/L, $28 \pm 0,29$ °C e $35 \pm 0,64$ ‰ (Figuras 37, 38 e 39).

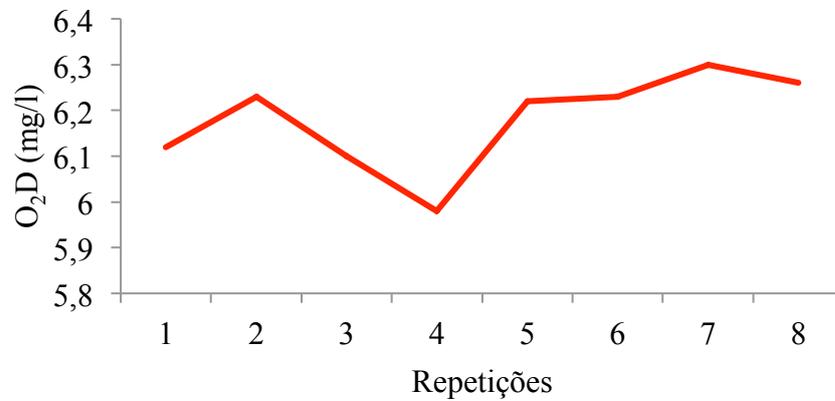


Figura 37 - Variação do O₂D da água do sistema de reprodução e desova de *L. synagris*, de acordo com as repetições realizadas.

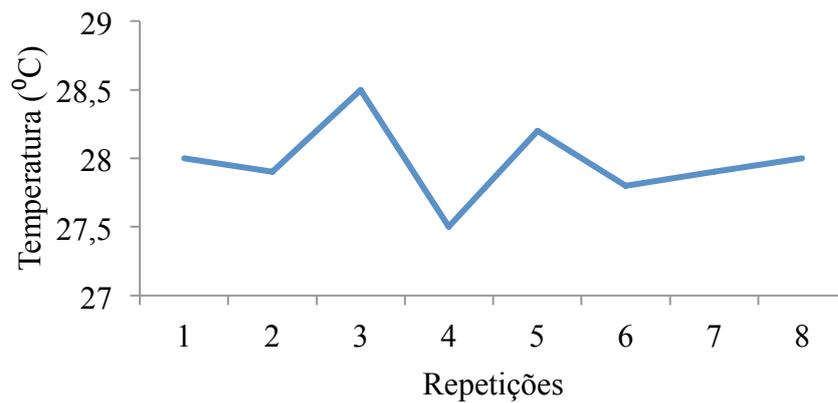


Figura 38 - Variação da temperatura da água do sistema de reprodução e desova de *L. synagris*, de acordo com as repetições realizadas.

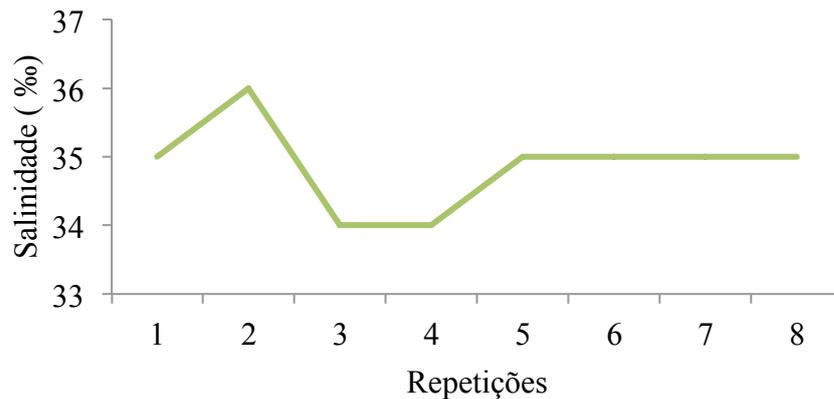


Figura 39 - Variação da salinidade da água do sistema de reprodução e desova de *L. synagris*, de acordo com as repetições realizadas.

Com relação a hora-grau ($H^{\circ}C$), os valores médios ($\pm DP$) encontrados foram $293,3 \pm 35,4$, $266,0 \pm 18,6$ e $252,4 \pm 27,9$ $H^{\circ}C$, para as dosagens de 1000, 1250 e 1500 UI/kg respectivamente (Figura 40).

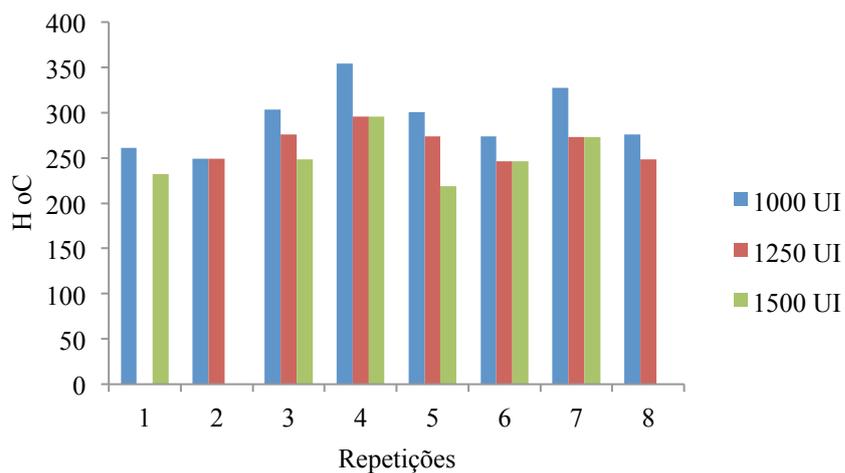


Figura 40 - Valores de hora-grau de acordo com as dosagens aplicadas, durante as práticas de indução hormonal e desovas.

Os ovos fertilizados apresentaram as seguintes características: forma esférica, transparentes, com espaço perivitelínico estreito, com córion claro e vitelo homogêneo e não segmentado, sem pigmentação, flutuantes e gota de óleo visível (Figura 41), com alguns ovos apresentando mais de uma gota, sendo que o maior percentual (75,6%) foi para apenas uma gota (Figura 42).

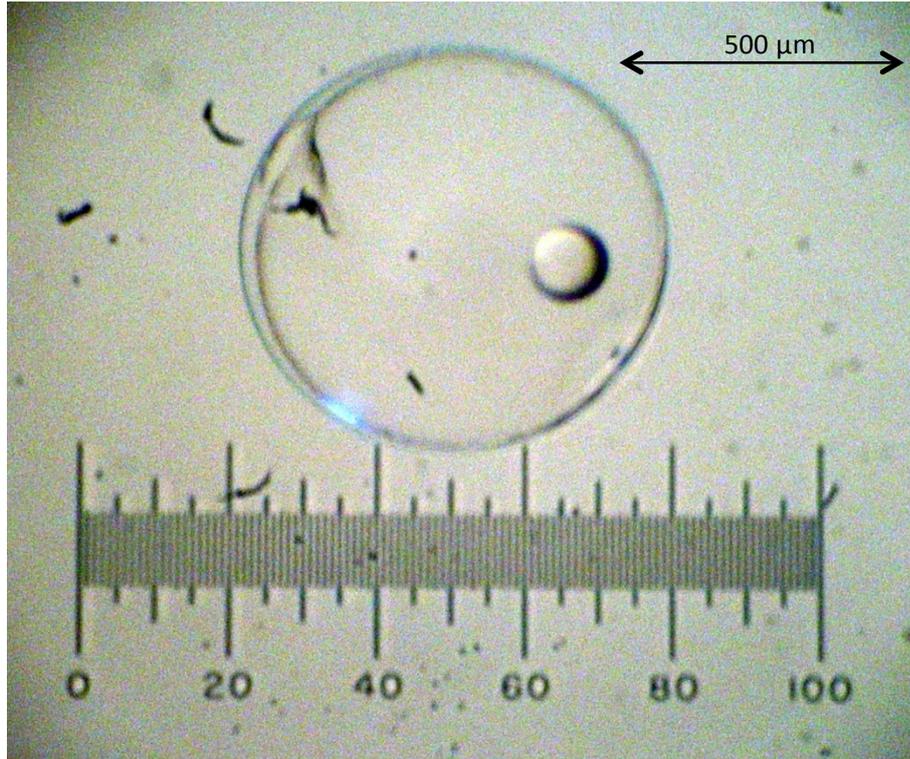


Figura 41 - Ovo fertilizado de *L. synagris* com uma única gota de óleo.

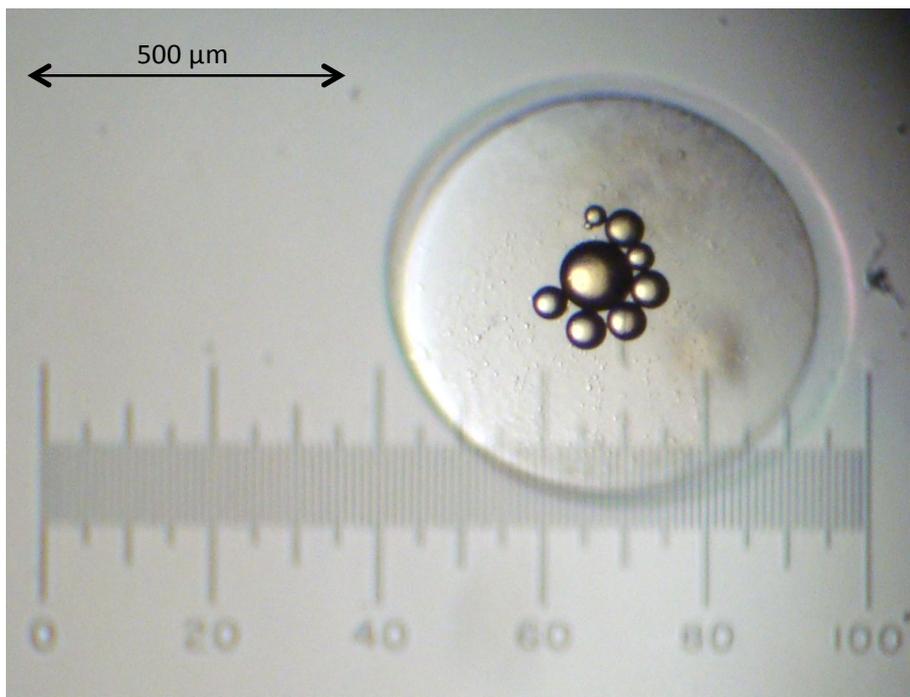


Figura 42 - Ovo fertilizado de *L. synagris*, mostrando múltiplas gotas de óleo.

Os valores médios (média \pm desvio padrão) dos diâmetros dos ovócitos, ovos e gotas de óleo, apresentaram os seguintes valores: para o tratamento 01 (1000 UI/kg), 425 ± 16 , 659 ± 10 e 139 ± 2 ; para o tratamento 02 (1250 UI/kg), 427 ± 15 , 661 ± 14 e 140 ± 5 ; para o tratamento 03 (1500 UI/kg), 422 ± 10 , 667 ± 20 e 141 ± 5 (Figuras 43, 44 e 45).

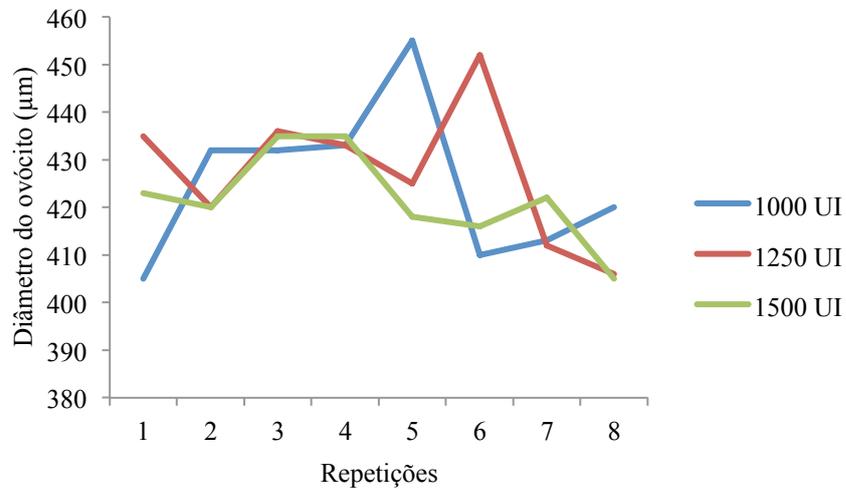


Figura 43 - Variação do diâmetro (μm) dos ovócitos de *L. synagris*, de acordo com as doses hormonais, antes da primeira aplicação.

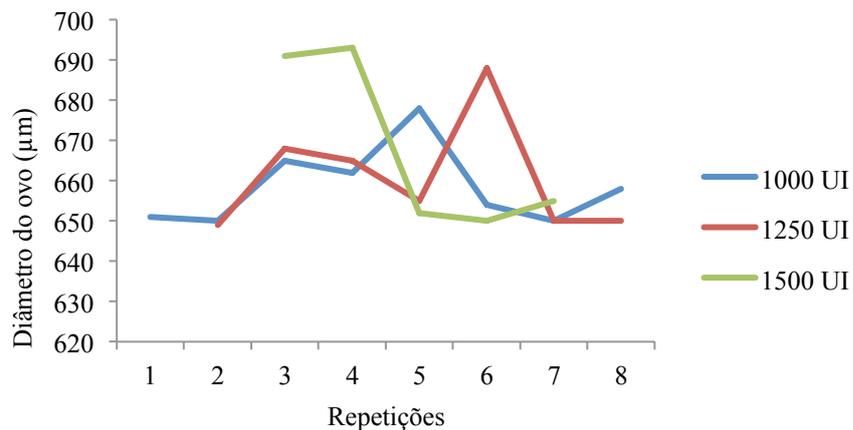


Figura 44 - Variação do diâmetro (μm) dos ovos de *L. synagris*, de acordo com as doses hormonais, após a desova.

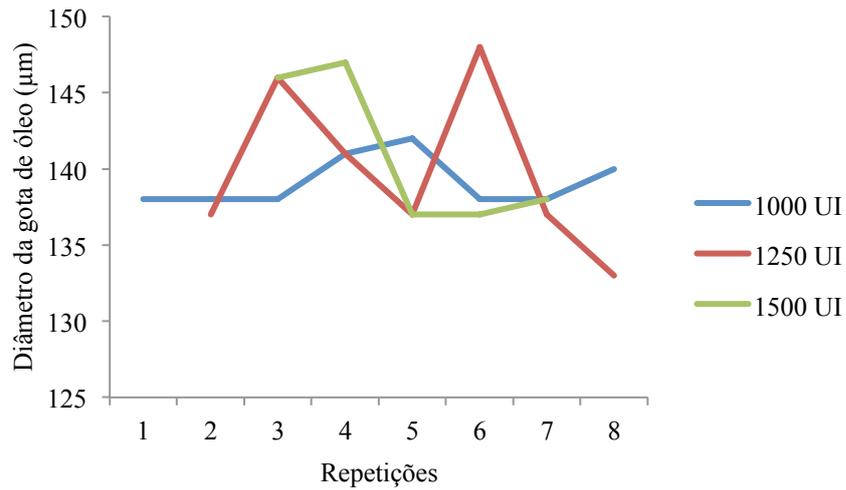


Figura 45 - Variação do diâmetro (μm) dos ovócitos de *L. synagris*, de acordo com as doses hormonais, antes da primeira aplicação.

As fêmeas que receberam a dose hormonal de 1250 UI/kg de HCG (tratamento 02) foram as que apresentaram o maior número médio de ovos liberados durante a desova com $556.661,0 \pm 209.171,0$ ovos. Já as fêmeas que receberam a dose hormonal de 1000 UI/kg (tratamento 01) apresentaram o menor número médio de ovos liberados com $405.797,0 \pm 230.812,0$ (Figura 46).

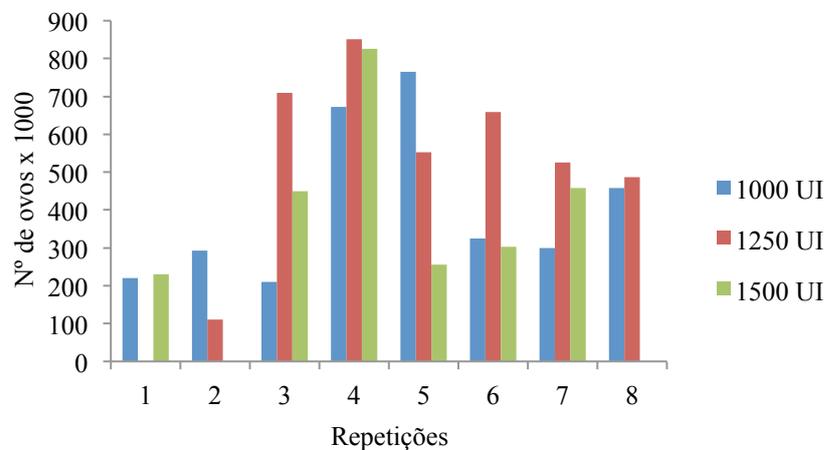


Figura 46 - Número de ovos encontrados nas desovas de *L. synagris*, por tratamento.

As fêmeas que receberam a dose do tratamento 01 (1000 UI/kg) apresentaram a maior taxa de fertilização com $75\pm 10\%$, seguida das que receberam a dose de 1250 e 1500 UI/kg, com 66 ± 7 e $65\pm 17\%$, respectivamente (Figura 47).

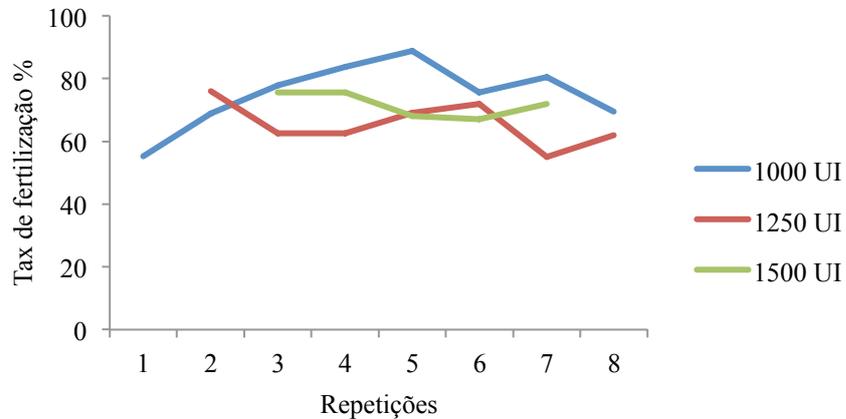


Figura 47 - Taxas de fertilização encontradas nas desovas apresentadas pelas fêmeas de *L. synagris*.

Nas primeiras desovas, dos três tratamentos (1000, 1250 e 1500 UI/kg), foram encontrados ovos fertilizados onde os embriões não se desenvolveram (Figura 48), e numa visualização mais aprofundada com ajuda de um microscópio, foi constatado que alguns desses ovos foram atacados por vermes parasitas, não identificados, que naturalmente encontravam-se na água de cultivo.

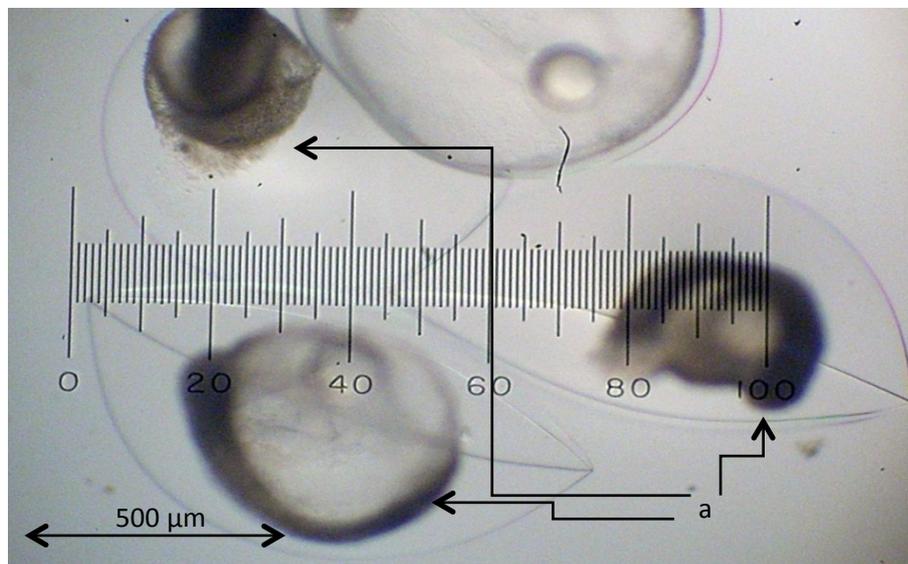


Figura 48 - Ovos fertilizados de *L. synagris*, em que o embrião (a) não se desenvolveu.

A partir da segunda desova, foi implementado uma banho com iodo (10%) por 30 segundos, que resolveu o problema, visto que não foi mais constatado a presença de ovos atacados por vermes parasitas.

O melhor resultado para taxa de eclosão foi encontrado para a dose de 1250 UI/kg, com valor médio de $62 \pm 13,7\%$, seguido dosagem de 1000 e 1500 UI/kg, com valores respectivos de 57 ± 11 e $54 \pm 6\%$ (Figura 49)

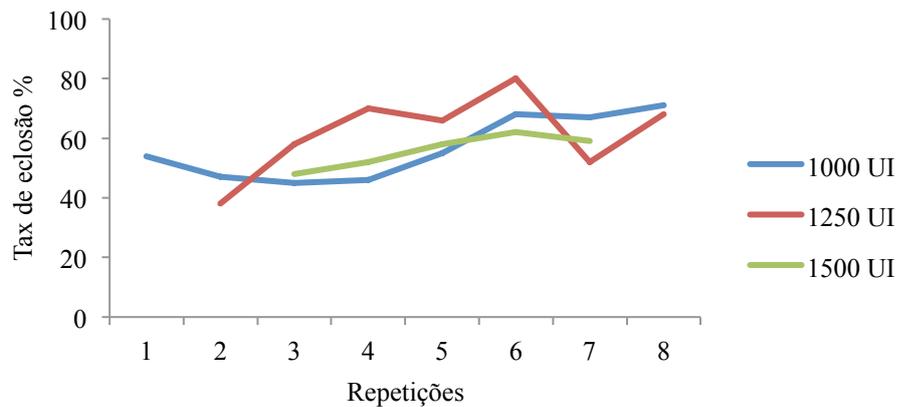


Figura 49 - Taxas de eclosão encontradas das desovas apresentadas pelas fêmeas de *L. synagris*.

A relação do peso das fêmeas com o diâmetro dos ovos amostrados dos três tratamentos mostrou uma correlação significativa para todos eles (Figuras 50, 51 e 52).

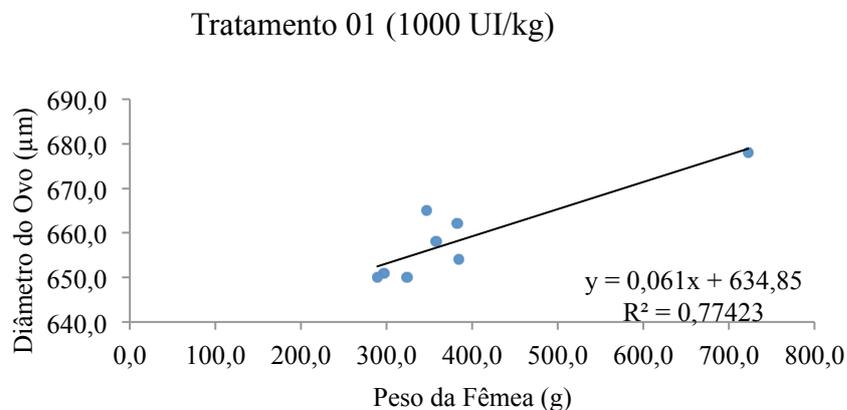


Figura 50 - Correlação entre o peso das fêmeas de *L. synagris* com o diâmetro do ovo, para os tratamentos 01.

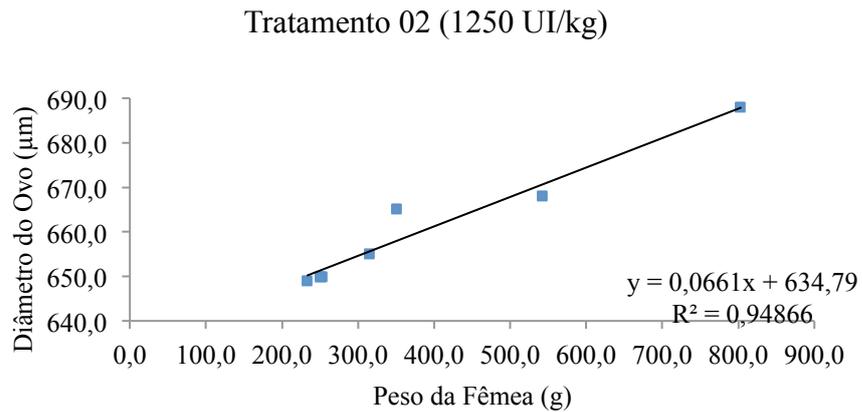


Figura 51 - Correlação entre o peso das fêmeas de *L. synagris* com o diâmetro do ovo, para os tratamentos 02.

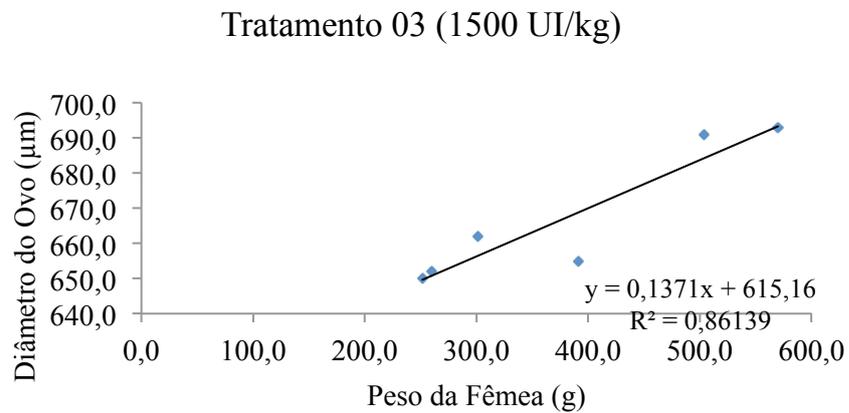


Figura 52 - Correlação entre o peso das fêmeas de *L. synagris* com o diâmetro do ovo, para os tratamentos 03.

Outra correlação significativa foi estabelecida entre o peso das fêmeas e o diâmetro das gotas de óleo do ovo (Figuras 53, 54 e 55).

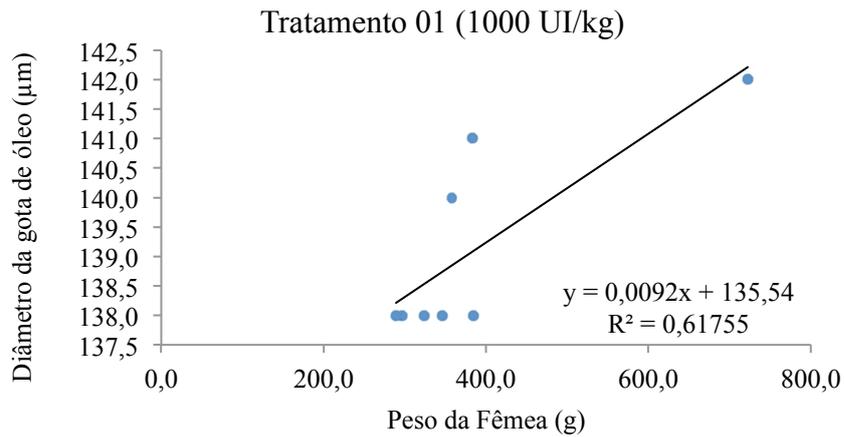


Figura 53 - Correlação entre o peso das fêmeas de *L. synagris* com o diâmetro da gota de óleo, de acordo com o tratamento 01.

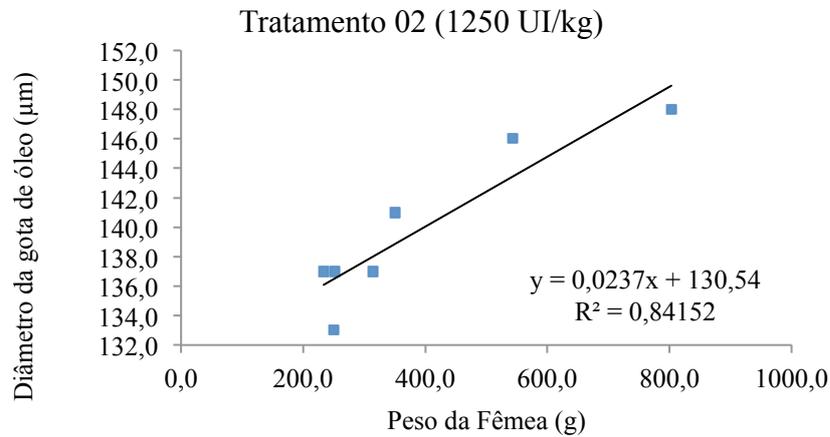


Figura 54 - Correlação entre o peso das fêmeas de *L. synagris* com o diâmetro da gota de óleo, de acordo com o tratamento 02.

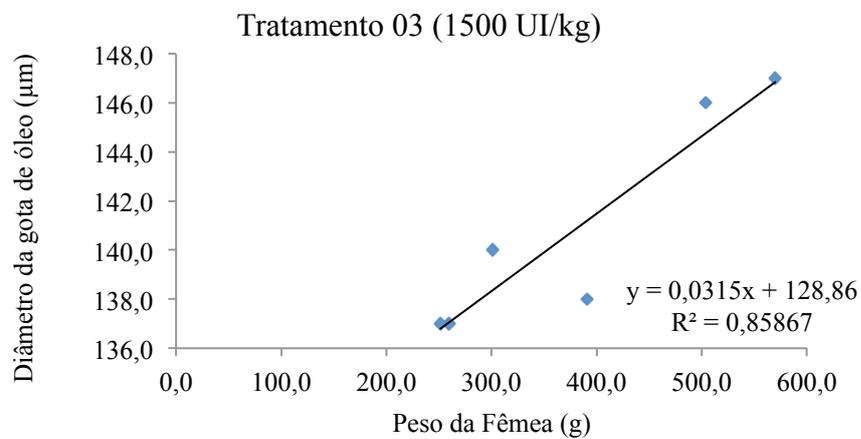


Figura 55 - Correlação entre o peso das fêmeas de *L. synagris* com o diâmetro da gota de óleo, de acordo com o tratamento 03.

A correlação entre o peso das fêmeas com a quantidade total de ovos liberados foi significativa (Figura 56, 57 e 58), mostrando que quanto maior a fêmea, mais ovos ela vai liberar durante a desova.

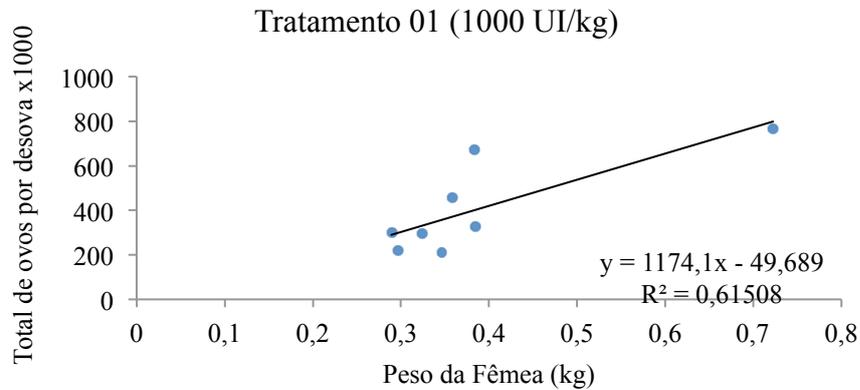


Figura 56 - Correlação entre o peso das fêmeas de *L. synagris* com quantidade total de ovos liberados, relacionados ao tratamento 01.

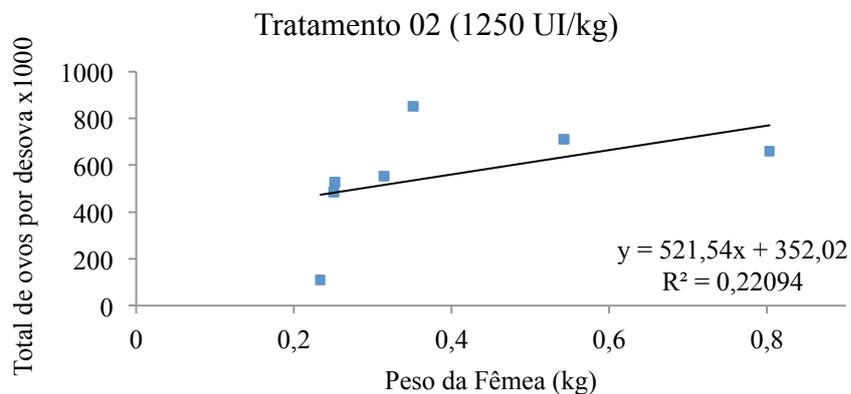


Figura 57 - Correlação entre o peso das fêmeas de *L. synagris* com quantidade total de ovos liberados, relacionados ao tratamento 02.

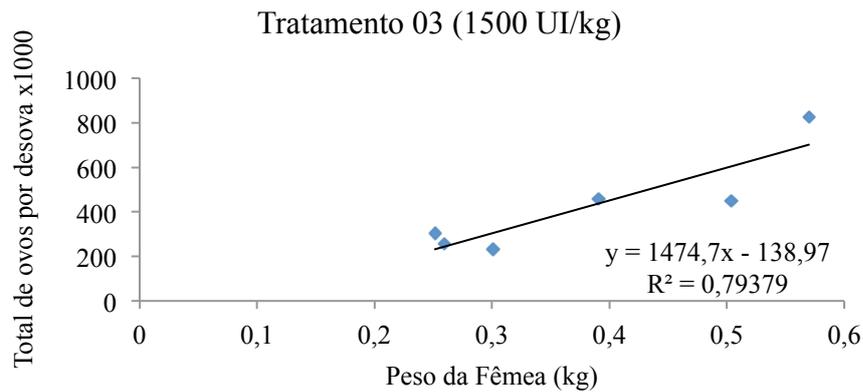


Figura 58 - Correlação entre o peso das fêmeas de *L. synagris* com quantidade total de ovos liberados, relacionados ao tratamento 03.

A análise da correlação entre a taxa de fertilidade e a taxa de eclosão não foi significativa para os três tratamentos.

A análise de variância (Tabela 05) realizada para comparar as médias, do período de latência (horas), do diâmetro ovo (μm), do diâmetro da gota de óleo (μm), do total de ovos liberados, da taxa de fertilização (%), e da taxa de eclosão (%), entre os três tratamentos não foi significativa ($p > 0,05$).

Tabela 5- Valores médios de período de latência (horas), do diâmetro ovo (μm), do diâmetro da gota de óleo (μm), do total de ovos liberados, da taxa de fertilização (%), e da taxa de eclosão (%), com respectivos valores de P , F calculado e F crítico.

Parâmetros analisados	Valores médios			F	F crítico	valor- P
	Tratamento 01 (1000 UI/kg)	Tratamento 2 (1250 UI/kg)	Tratamento 3 (1500 UI/kg)			
Período de latência	10,3±1,2	9,7±0,5	9±0,9	3,158	3,682	0,072
Diâmetro ovo	660,0±10,7	663,0±14,7	667,0±19,7	0,332	3,682	0,723
Diâmetro da gota de óleo	139,2±1,8	141±4,9	140,8±4,5	0,383	3,682	0,688
Total de ovos	414,5±241,6	568,2±252,8	420,6±220,5	0,797	3,682	0,469
Taxa de Fertilização	49,5±9,4	41,7±5,3	41,2±10,7	1,405	3,682	0,276
Taxa de eclosão	31,8±6,1	38,0±10,7	32,9±4,4	1,136	3,682	0,347

5.4 Larvicultura

5.4.1 Morfologia dos ovos e embriões

Nos primeiros 15 minutos após desova (MAD) foi retirada uma amostra dos ovos que se encontravam dentro das coletoras. Os ovos foram analisados em microscópio estereoscópico, com aumento de 40x, sendo verificado o início do processo de clivagem, onde as primeiras quatro divisões celulares foram registradas (Figura 59), e ao final dos 45 MAD foi observada a fase de mórula (Figura 60).

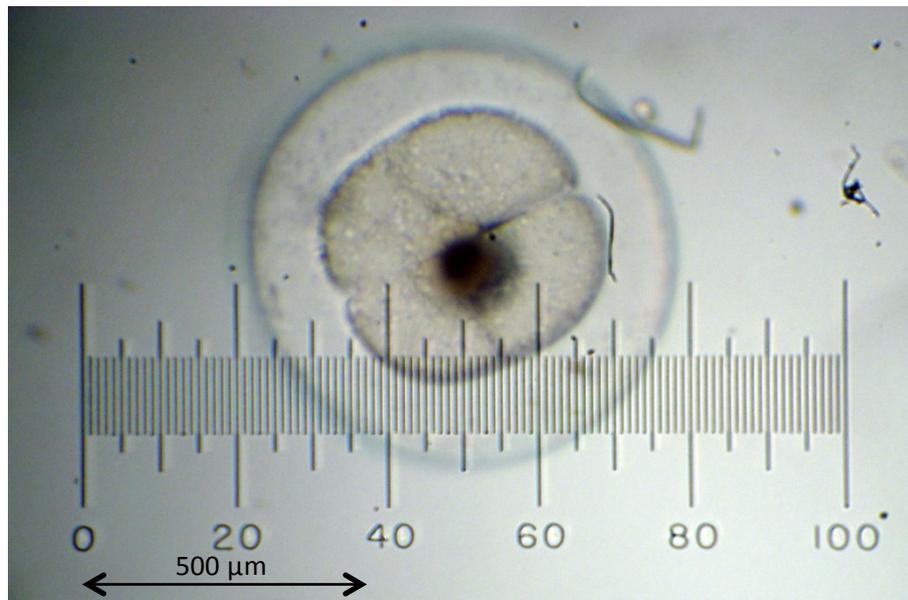


Figura 59 - Ovo fecundado do *L. synagris*, mostrando o início do processo de clivagem com as primeiras 04 divisões celulares.

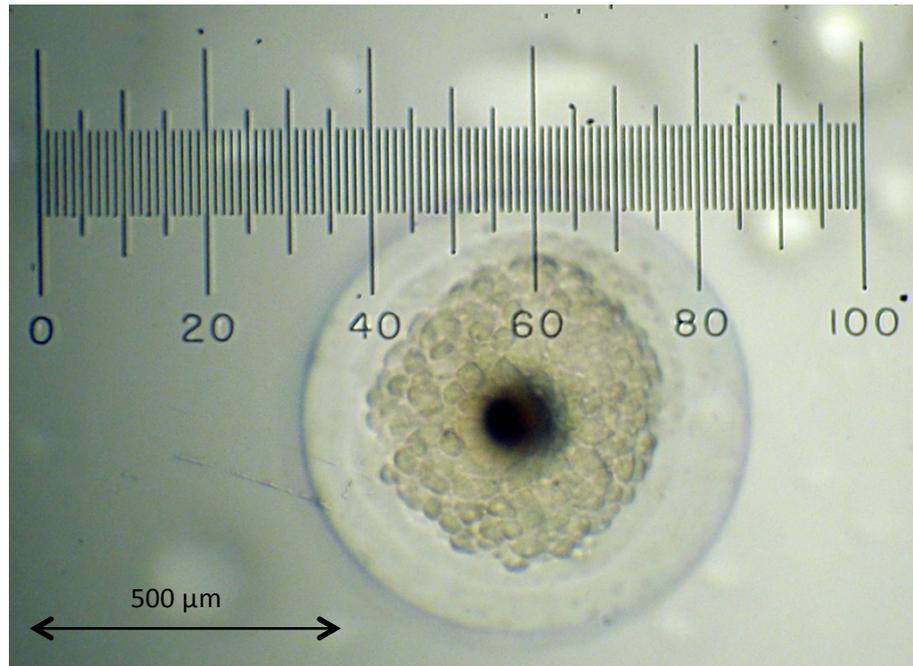


Figura 60 - Ovo fecundado do *L. synagris*, mostrando a fase de mórula de divisão celular.

Por volta de 60 MAD, foi verificada a formação da blástula (Figura 61), e aproximadamente após 180 MAD, a formação da glástula (Figura 62).

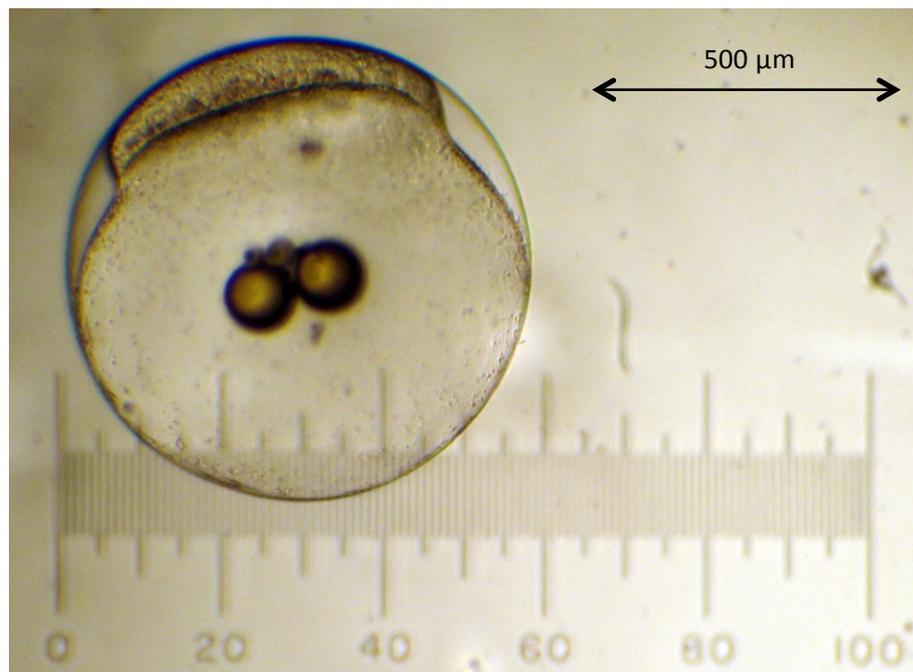


Figura 61 - Ovo fecundado do *L. synagris*, mostrando a fase de blástula de divisão celular.

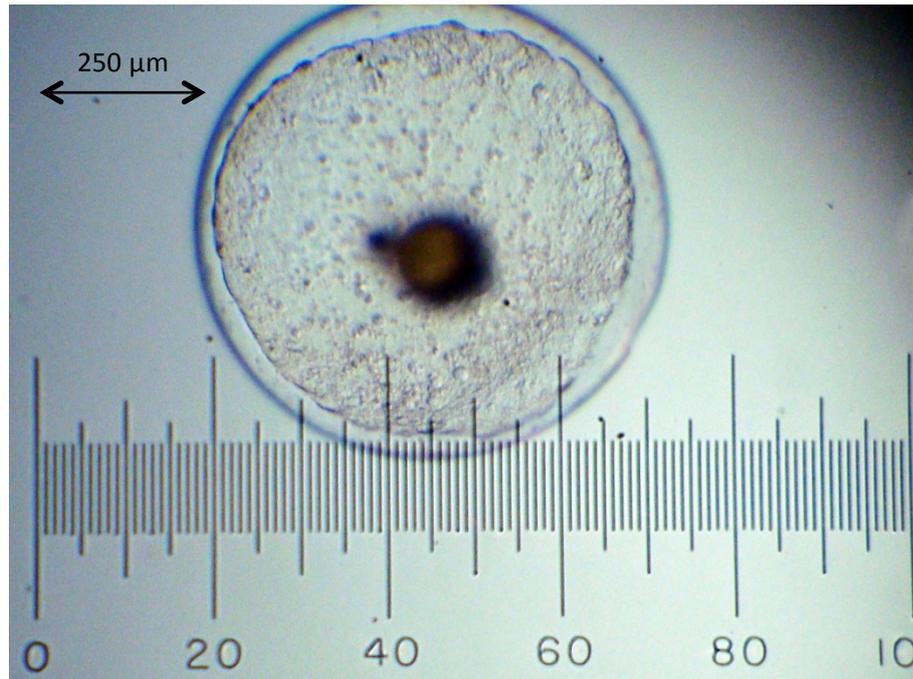


Figura 62 - Ovo fecundado do *L. synagris*, mostrando a fase de gástrula de divisão celular.

Após cinco horas de desova (HAD) foi observado o primeiro aparecimento do corpo embrionário que assumiu a forma de um arco numa posição posterior a gota de óleo (Figura 63). Os primeiros melanóforos, que irão originar a pigmentação do indivíduo (a) e a formação dos somitos, que constituirão a maior parte do esqueleto, a musculatura e a derme foram visualizados a aproximadamente 12 HAD (Figura 64).

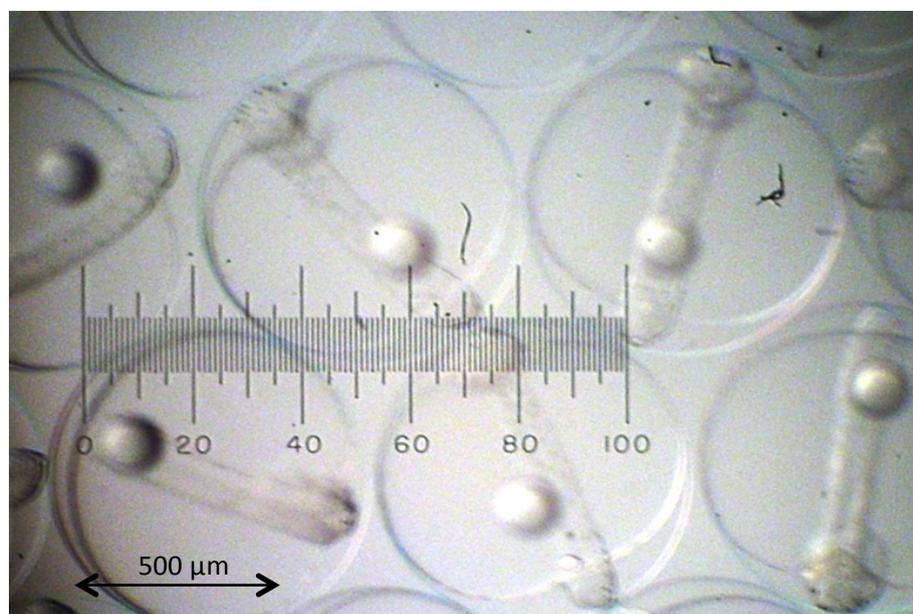


Figura 63 - Ovo de *L. synagris*, mostrando o embrião em forma de arco.

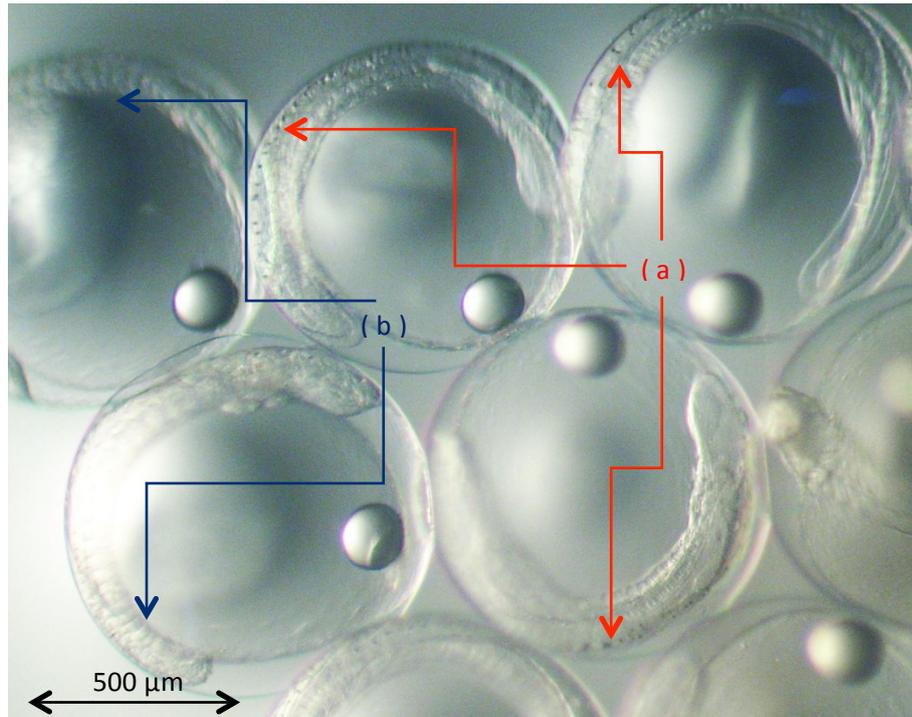


Figura 64 - Ovo de *L. synagris*, mostrando no embrião os primeiros melanóforos (a) e a formação dos somitos (b).

A forma S, mostrando o desenvolvimento do embrião, o qual já ocupa cerca de 2/3 em torno do vitelo, foi observada aproximadamente 13 HAD (Figura 65).

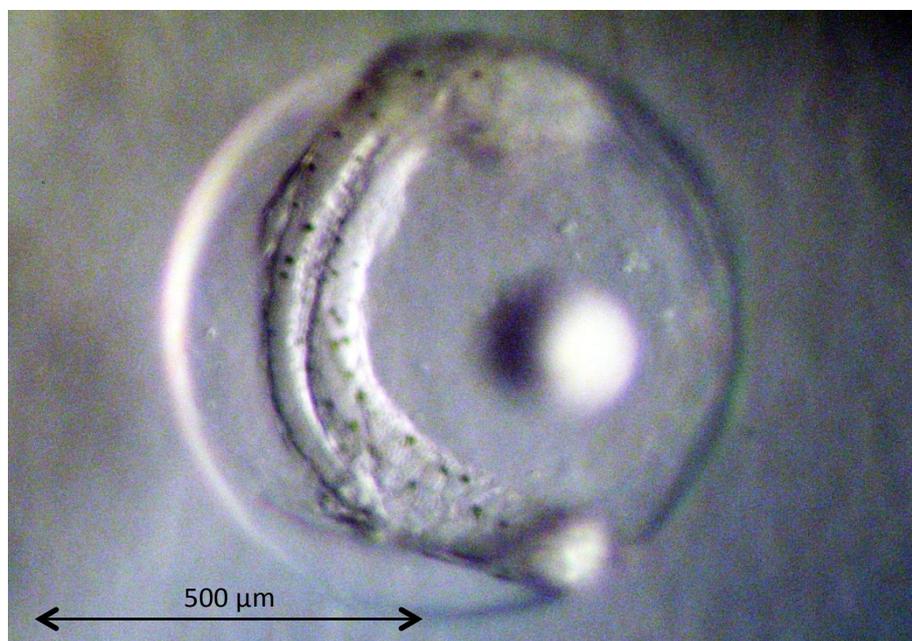


Figura 65 - Ovo de *L. synagris*, mostrando no embrião assumindo a forma S.

As primeiras larvas recém-eclodidas apresentavam comprimento médio aproximado de $2,0 \pm 0,11$ mm ($n = 10$), e foram observadas por volta de 15 HAD (Figura 66).



Figura 66 - Larvas de *L. synagris* recém-eclodida.

5.4.2 Desenvolvimento das Larvas

As larvas com 1 dia após a eclosão (DAE), apresentaram comprimento médio aproximado de $2,3 \pm 0,16$ mm ($n = 10$), exibiam olhos despigmentados (a), eram desprovidas de uma boca funcional (b), apresentavam um trato digestivo em desenvolvimento (c), um saco vitelínico em forma elipsoidal (d) com uma única gota de óleo (e), e uma distribuição de melanóforos ao longo da notocorda (f) (Figura 67).

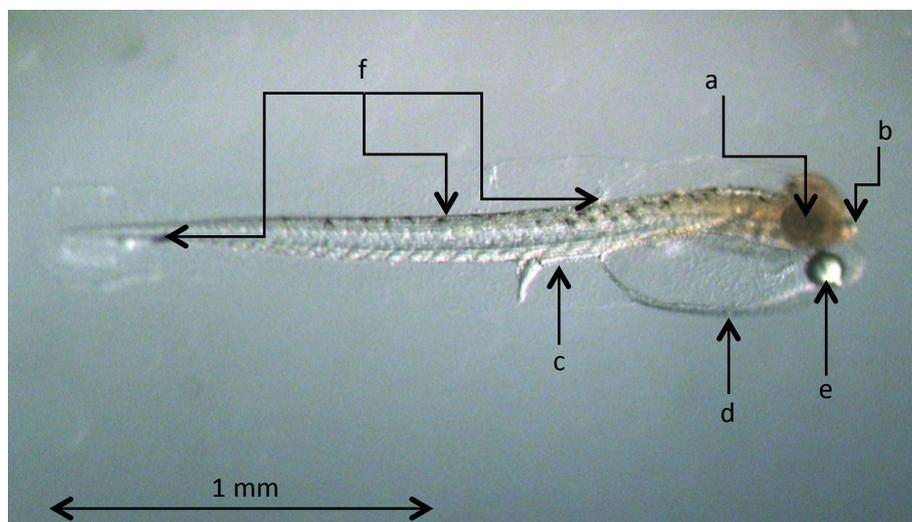


Figura 67 - Larva de *L. synagris*, com 01 DAE, mostrando as estruturas do olho despigmentado (a), boca não funcional (b), aparelho digestório em desenvolvimento (c), saco vitelínico em forma elipsoidal (d), única gota de óleo (e) e melanóforos ao longo da notocorda (f).

No 2º DAE (Figura 68), as larvas mediam $2,4 \pm 0,14$ mm ($n = 10$) de comprimento médio, e já apresentavam o saco vitelínico todo consumido, mas ainda apresentavam boca disfuncional (a), olhos despigmentados (b), aparelho digestório pouco desenvolvido (c) e gota de óleo (d) visualizada na parte ventral (Figura 69).

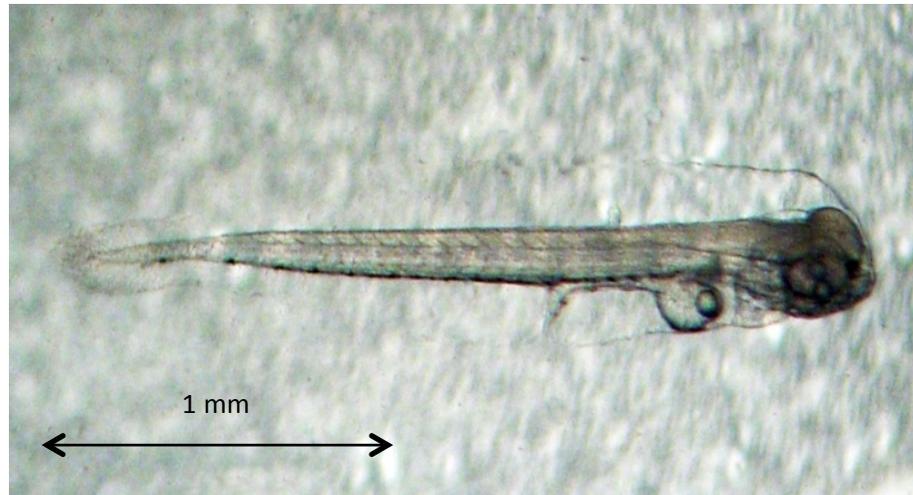


Figura 68 - Larva de *L. synagris* no 2º DAE.

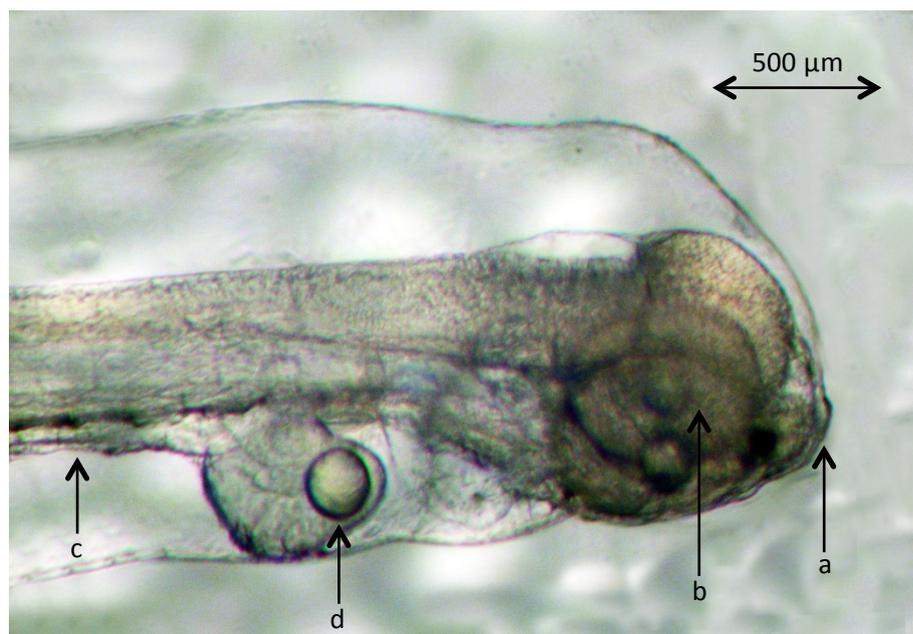


Figura 69 - Larva de *L. synagris* no 2º DAE, mostrando boca disfuncional (a), olhos despigmentados (b), aparelho digestório pouco desenvolvido (c) e gota de óleo (d) visualizada na parte ventral.

Nas larvas do 2º DAE, também foi notado que o osso hipural (a), formado pela fusão de duas ou mais vértebras caudais, localizado na região terminal da notocorda (Figura 70), já estava formado, dando início a fase de pré-flexão da notocorda. Este osso é o que garante sustentação aos raios da nadadeira caudal

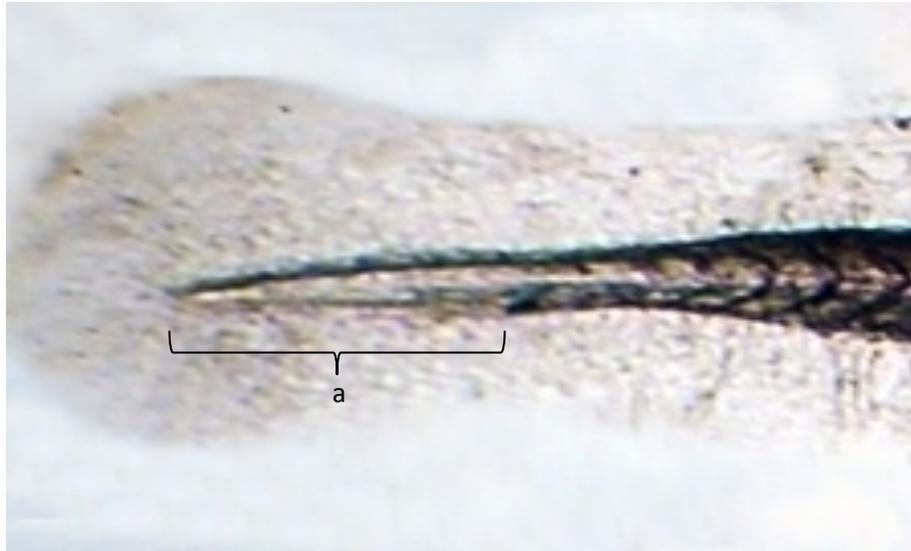


Figura 70 - Identificação do osso hipural (a) na larva de *L. synagris* no 2º DAE.

As larvas abrem a boca aproximadamente no 3º DAE (Figura 71). Junto com a abertura da boca (a), foi notado a pigmentação dos olhos (b) e um aumento no volume do sistema digestório (c) (Figura 72). Nesta fase o comprimento médio das larvas foi de $2,7 \pm 0,07$ mm.

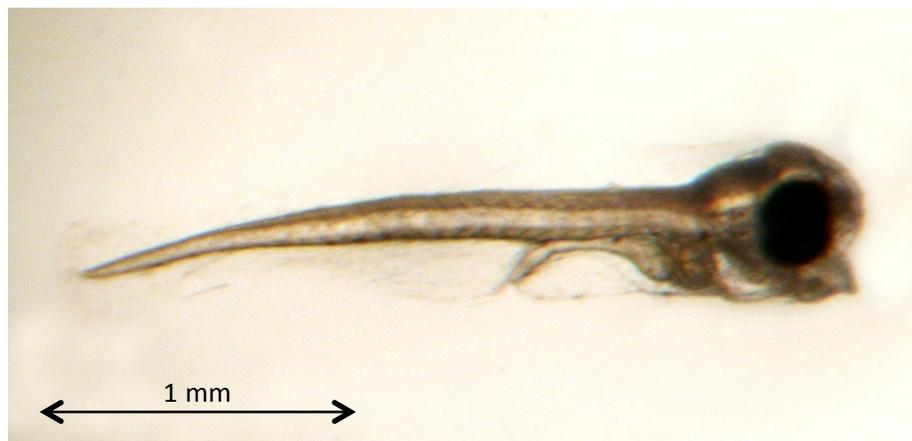


Figura 71 - Larva de *L. synagris* no 3º DAE.

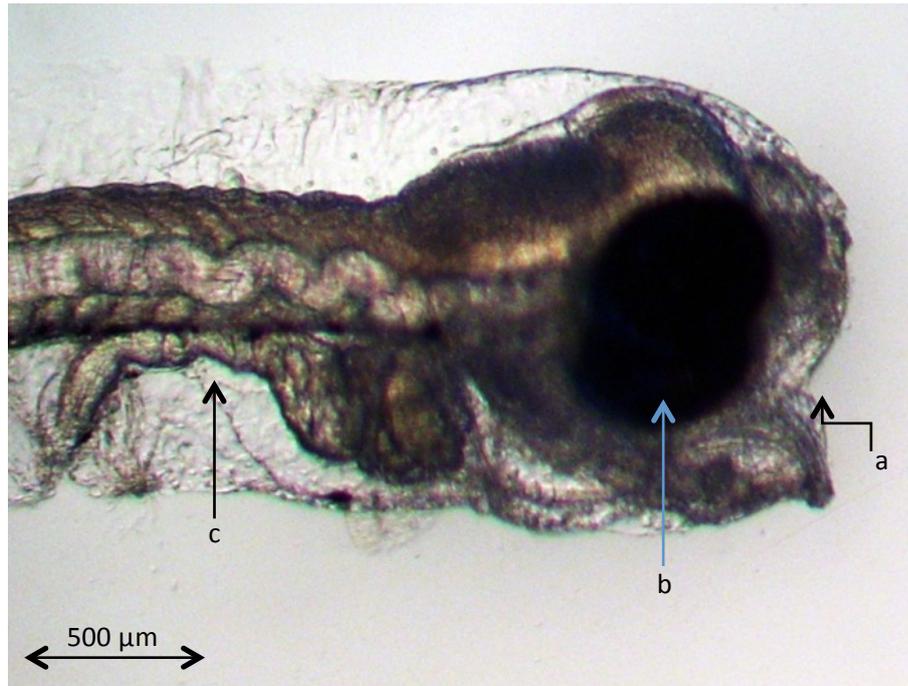


Figura 72 - Larva de *L. synagris* no 3º DAE, enfatizando a abertura da boca (a), a pigmentação do olho (b) e aumento no volume do aparelho digestório (c).

A partir do 4º DAE, foi registrada mortalidade das larvas, e amostras foram retiradas para análise a cada três dias, em vez de todos os dias. No 6º DAE (Figura 73) as larvas mediam $3,2 \pm 0,24$ mm ($n = 10$) de comprimento médio e já mostravam o sistema digestório bastante desenvolvido (a).



Figura 73 - Larva de *L. synagris* no 6º DAE, mostrando o sistema digestório desenvolvido.

Nos 9º DAE não foi notado grande diferença com relação ao sexto, somente no comprimento médio que foi de $3,9\pm 0,10$ mm ($n = 10$). No 12º DAE, as larvas de *L. synagris* apresentavam comprimento médio de $4,1\pm 0,16$ mm ($n = 10$), sendo foi verificado que já apresentavam a nadadeira dorsal (a), peitoral (b) e anal (c), e que os raios da nadadeira caudal (d) já estava em estagio avançado de formação (Figura 74). Foi registrado também o estado avançado de flexão da notocorda (a) (Figura 75).

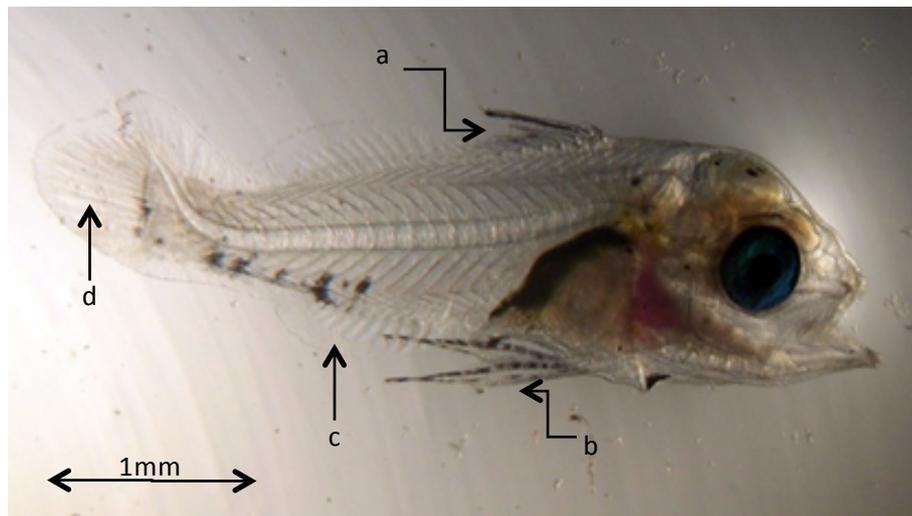


Figura 74 - larva de *L. synagris* no 12º DAE, apresentando a nadadeira dorsal (a), peitoral (b) e anal (c), e a formação da caudal (d).

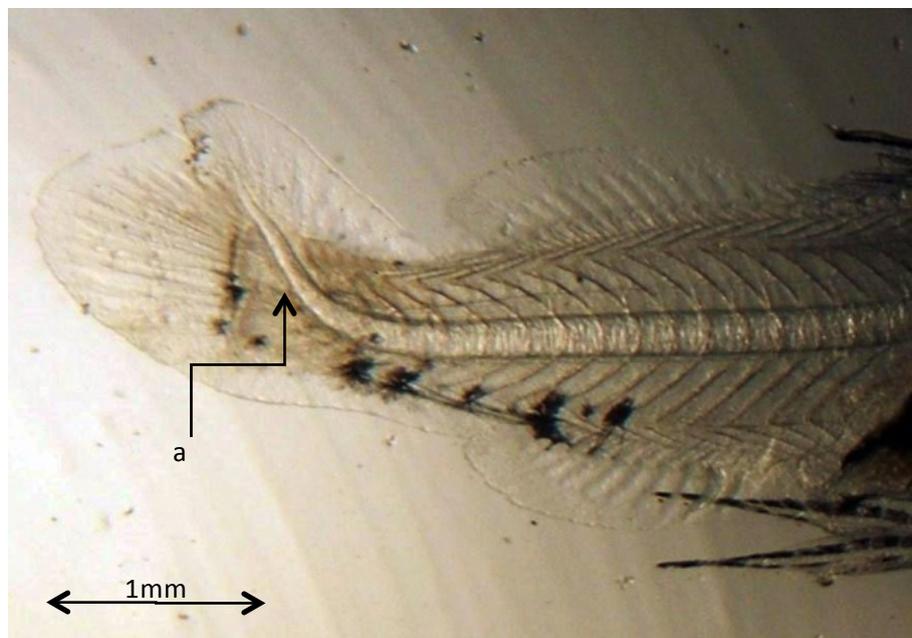


Figura 75 - Registro do estado avançado de flexão da notocorda, nas larvas de *L. synagris* no 12º DAE.

No 15º DAE as larvas apresentaram um comprimento médio de $5,2\pm 0,28$ mm ($n = 10$), mas ainda permaneciam no estágio de flexão da notocorda, e só foi evidenciado o fim da flexão quando as larvas atingiram o 17º DAE (Figura 76). Nesta fase as larvas apresentavam comprimento médio de $6,0\pm 0,64$ mm ($n = 10$). Aos 19º DAE, as larvas apresentavam um comprimento médio de $8,0\pm 1,29$ mm ($n = 10$) (Figura 77) e evidenciava-se o estado de pós-flexão, onde o osso hipural (a) está totalmente flexionado e a nadadeira caudal (b) está totalmente formada (Figura 78).



Figura 76 - Larvas de *L. synagris* no 17º DAE.



Figura 77 - Larvas de *L. synagris* no 19º DAE

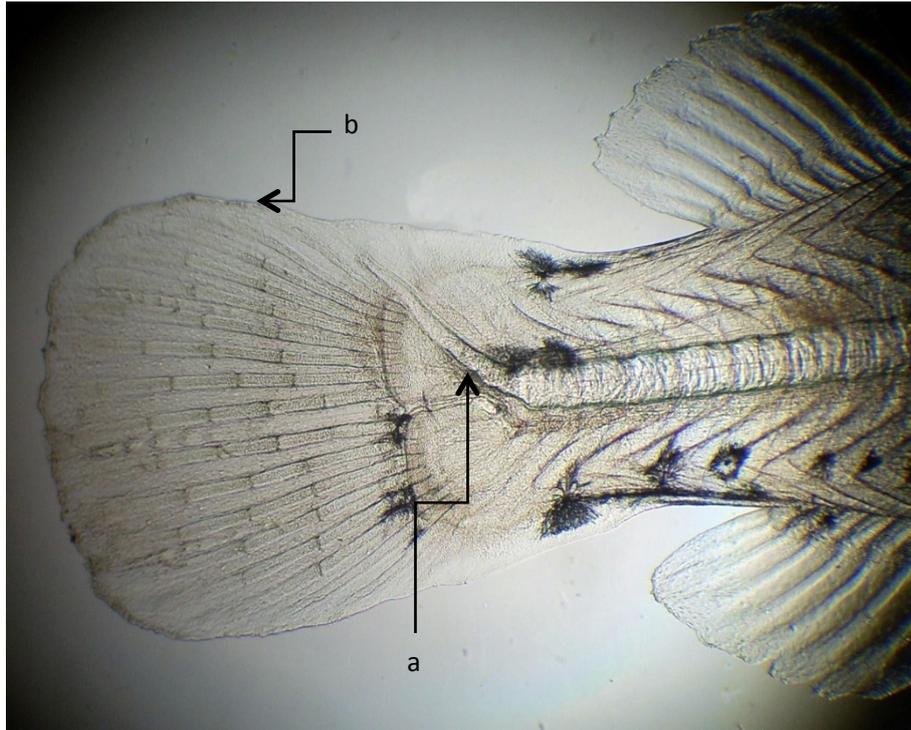


Figura 78 - Estagio de pós-flexão das larvas de *L. synagris* no 19° DAE, mostrando o osso hipural (a) totalmente flexionado e a nadadeira caudal formada (b).

A partir do 20° DAE, tivemos uma mortalidade registrada em torno de 96%, com isso resolvemos não fazer mais amostragens até o 30° DAE. Nesta fase foi registrada uma mortalidade de 99,9%, restando apenas 14 indivíduos, com $2,2 \pm 2,1$ cm e $0,16 \pm 0,04$ g de comprimento total médio e peso médio respectivamente.

As larvas de *L. synagris* que atingiram o 30° DAE terminaram a metamorfose e se tornaram alevinos, apresentando as características fenotípicas mais típicas da espécie, que são linhas horizontais laterais amarelo-douradas (a), ventre amarelo-prateado (b), mancha difusa preta acima da linha lateral (c) e nadadeiras de cor amareladas (d) (figura 79).

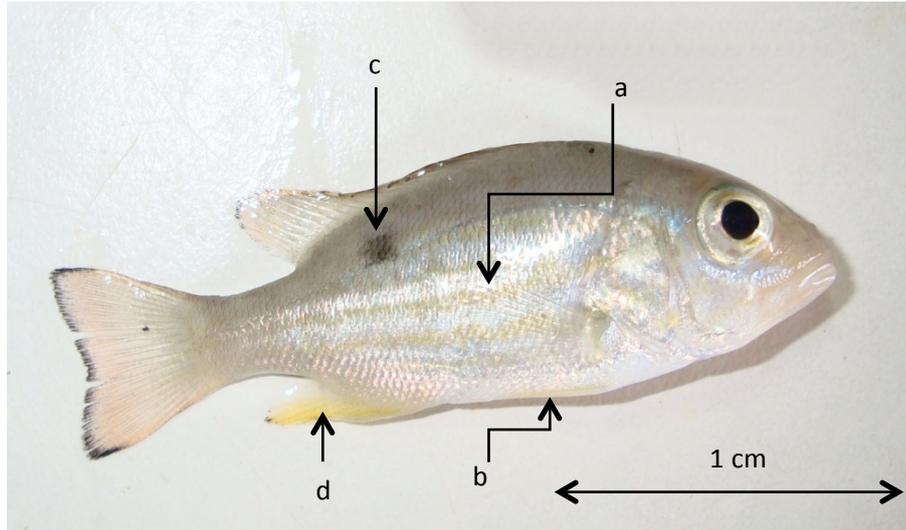


Figura 79 - Alevino de *L. synagris* no 30º DAE apresentando as características fenotípicas mais típicas da espécie, que são linhas horizontais laterais amarelo-douradas (a), ventre amarelo-prateado (b), mancha difusa preta acima da linha lateral (c) e nadadeiras de cor amareladas (d).

Os alevinos de *L. synagris* do 60º DAE (Figura 80) apresentaram um comprimento total e peso médio respectivos de $4,4 \pm 0,25$ cm e $1,6 \pm 0,3$ g ($n = 13$). Quanto aos alevinos de 90 DAE (Figura 81), comprimento total médio foi de $6,8 \pm 0,5$ cm e peso médio de $6,3 \pm 1,5$ g ($n = 13$).



Figura 80 - Alevino de *L. synagris* com 60 DAE.



Figura 81 - Alevino de *L. synagris* com 90 DAE.

5.4.3 Cultivo das Larvas

Para a água do cultivo, o O₂D, a temperatura e a salinidade foram monitorados diariamente, apresentando os seguintes valores médios respectivos: $6,6 \pm 2,7$ mg/l; $29,6 \pm 3,3$ °C; $30,0 \pm 3,0$ ‰. A salinidade foi corrigida com água doce sempre que necessário.

Cada tanque foi povoado com dez mil ovos (contagem volumétrica) provenientes das desovas obtidas. Considerando a capacidade máxima dos tanques (1 m³) e a taxa de sobrevivência das larvas de 38% com 36 h após eclosão, obtivemos uma densidade inicial média de aproximadamente 4,0 larvas/l.

O cronograma de alimentação obedeceu à sequência mostrada na Figura 82. Nos primeiros dez dias, as larvas foram extremamente exigentes em alimento natural, por isso todos os tanques foram alimentados com rotíferos, mantendo uma densidade aproximada de 5-15 rotíferos/ml que foram repostos diariamente ou sempre que necessário para manter essa proporção.

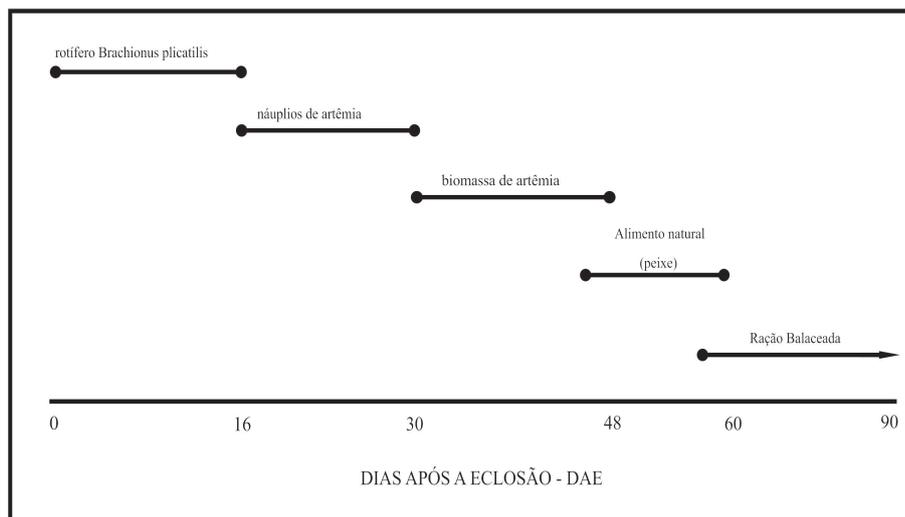


Figura 82 - Cronograma alimentar utilizado na larvicultura de *L. synagris* (adaptado de WATANABE et al., 1998).

A partir do 10° DAE, a reposição de rotíferos foi reduzida, sendo encerrada por volta do 16° DAE, ocasião em que passaram a ser alimentados também com náuplios de artêmia, numa densidade média de 3 ind./mL. Os cistos de artêmia foram hidratados, higienizados com hipoclorito de sódio, assim que eclodiam foram enriquecidos com DHA SELCO® INVE, por dose horas e logo após foram ofertados as larvas.

A partir do 15° DAE, foi observado um crescimento muito desuniforme das larvas, induzindo a um aumento do canibalismo, onde os maiores predavam os menores, mesmo com grande oferta de alimento vivo. Muitas larvas apresentaram uma natação errática, com movimentos circulares (parafuso) ou com dificuldade em se equilibrar, adotando uma posição em diagonal e permanecendo mais tempo na superfície, tornando-se presas fáceis.

A partir do 30° DAE, os alevinos foram alimentados com juvenis e adultos de artêmia viva enriquecida, e a transição do alimento vivo para o inerte aconteceu a partir do 45° DAE, com a adição do peixe triturado a dieta junto com artêmia adulta, e após o 48° DAE foi ofertado somente peixe, *ad libitum* três vezes ao dia.

A partir do 55° DAE foi ofertada ração balanceada (NRD® INVE) com 58 % de PB, junto com o peixe triturado, e continuou até o 60° DAE. Após este período, somente ração balanceada foi ofertada.

Todo o cultivo foi realizado em 90 dias, mas o peso das larvas só foi registrado a partir do 30º DAE. A taxa de crescimento em comprimento e peso diários tiveram os respectivos resultados: 0,32 mm/dia (para os 20 DAE) e 0,10 g/dia (do 30º ao 90º DAE) (Figura 83).

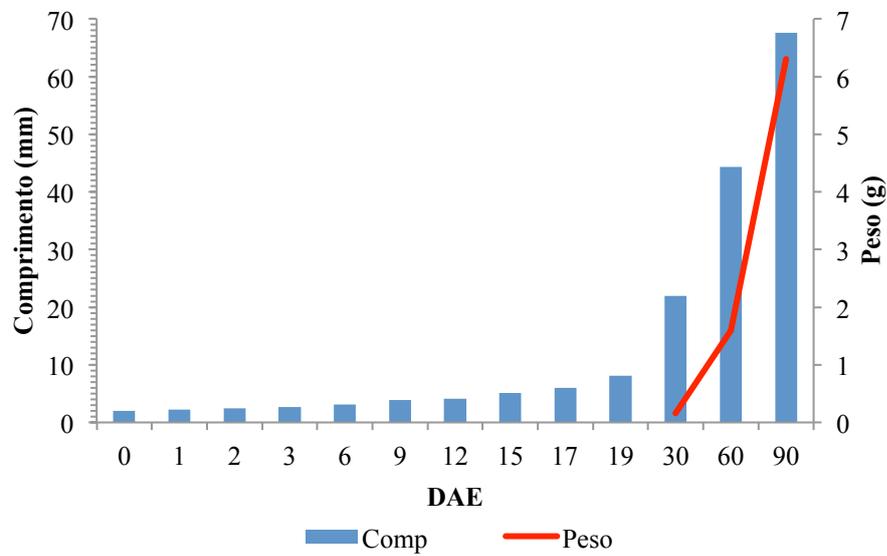


Figura 83 - Dados de comprimentos e pesos médios das larvas de *L. synagris*, durante os 90 dias de cultivo.

6 DISCUSSÃO

O objetivo de capturar uma quantidade satisfatória de indivíduos para serem utilizados nas induções hormonais de *L. synagris* do presente estudo foi plenamente alcançado. Os petrechos de pesca utilizados neste trabalho, linha/anzol e armadilhas, são os mais comumente utilizados para capturas de peixes lutjanídeos (CABRERA, BARRIOS, QUIJADA 1998; DUMAS et al., 2004; WATANABE; ELLIS; PHELPS et al., 2009), mas também há autores que citaram a utilização de redes de pesca (IBARRA-CASTRO; ALVAREZ-LAJONCHERE, 2011; MILLARES et al., 1979; TURANO; DAVIS; ARNOLD, 2000).

A metodologia utilizada na captura dos peixes foi aceitável, mas não a ideal, visto que foi registrado um índice de mortalidade de 21%. Grande parte deste fato ocorreu devido ao manejo dos peixes a bordo, principalmente a remoção do anzol e a retirada de dentro das armadilhas, que foram realizadas sem o uso de anestésico, o que não é recomendado, pois os anestésicos são utilizados para diminuir a excitação dos peixes, evitar injúria física e reduzir a excreção de amônia e gás carbônico, assim como do consumo de oxigênio (INOUE et al., 2005; ROSS; ROSS, 2008; ROUBACH; GOMES, 2001).

A utilização do tanque de polietileno para a estocagem e transporte dos peixes capturados atendeu as expectativas quanto à acomodação dos reprodutores, mas foi notado um nível alto de inquietação dos reprodutores capturados quando da aproximação dos pesquisadores para manuseá-los. Este fato pode estar relacionado a coloração branca do tanque de estocagem e transporte, que junto com a claridade do local, pode ter provocado constante movimentação dos peixes em resposta a circulação dos pescadores e pesquisadores a bordo da embarcação. Para evitar isso, alguns pesquisadores sugeriram o uso de tanques escuros, onde os peixes permaneçam alheios ao que acontece ao seu redor, diminuindo em muito a carga de estresse (ALVAREZ-LAJONCHERE; HÉRNANDEZ-MOLEJÓN, 2001; HAWKINS; ANTHONY, 1981). Segundo esses mesmos autores, os peixes capturados devem ser transportados ao local de cultivo sempre ao alvorecer ou entardecer. Esta recomendação foi seguida no presente trabalho, pois todos os transportes foram realizados após as 17 hs.

A oxigenação da água dos tanques de captura e transporte, feita por uma entrada constante de água do mar junto com uma injeção de ar por um compressor portátil, durante as capturas dos reprodutores se mostrou bastante satisfatória. Isto porque o valor O₂D médio registrado ($6,18 \pm 0,27$ mg/L), relacionado a temperatura e salinidade média registrada,

($27,5 \pm 0,2$ °C e $33 \pm 0,83$ ‰), ficou muito próximo ao valor do oxigênio saturado, que é aproximadamente 6,55 mg/L (ARANA, 2004b; BOYD, 1990). Na fase de quarentena, foram observados problemas relacionados a qualidade da água, principalmente com o nível de oxigênio dissolvido, o que nos levou a um elevado índice de mortalidade (49%), mostrando que a aeração e a recirculação da água nos tanque ficou bem aquém da recomendada por Arana (2004b).

A presença de ectoparasitas do gênero *Lernaeolophus* incrustado no maxilar superior de 12 dos reprodutores de *L. synagris*, observada após a quarentena, durante a vistoria e seleção dos reprodutores, também foi registrada em diversos locais do mundo e em varias espécies de peixes. No Brasil, há relatos desse mesmo parasita no peixe *Priacanthus arenatus* (TAVARES; LUQUE; BOTELHO-NETO, 2001), no México no *Lutjanus campechanus* (SUAREZ-MORALES; HO, 1994), nas Ilhas Canárias no *Pneumatophorus colias* (GRABDA, 1972), no Japão, *Halichoer estenuispinis* (HO; HONMA, 1983), mas não há nenhum relato para o espécime alvo do estudo desse trabalho.

Os trabalhos de profilaxia realizados nos reprodutores se mostraram bastante eficazes, visto que durante as atividades realizadas não foi registrado nenhum ataque de agentes patógenos ou parasitas.

O tamanho médio dos reprodutores capturados ($25,4 \pm 2,14$ e $25,8 \pm 3,08$ cm para machos e fêmeas respectivamente) ficou acima do mínimo estipulado para o tamanho de primeira maturação sexual na natureza (ALLEN, 1985; SOUZA-JUNIOR; SILVA; SALLES, 2008; THOMPSON; MUNRO, 1974), não necessitando que fosse realizada uma separação dos animais em cativeiro, o que facilitou os trabalhos de indução hormonal.

Os reprodutores de *L. synagris* foram submetidos a um estímulo de fotoperíodo artificial para induzir o estagio final maturação gonadal. Tais estímulos ambientais têm sido comumente utilizados para alterar o tempo de reprodução de várias espécies de peixes cultivados (BYE, 1990), e hoje é uma das estratégias mais utilizadas para avançar ou atrasar a gametogênese e a desova (BROMAGE; PORTER; RANDALL 2001; HOWELL; BERLINSKY; BRADLEY, 2003; IMSLAND; JONASSEN, 2003; TURANO; DAVIS; ARNOLD, 2000).

A verificação do grau de maturação dos ovócitos das fêmeas através das biopsias intraovariana, metodologia muito utilizada em outras espécies de lutjanídeos (BOZA-ABARCA et al., 2008; DUMAS et al., 2004; IBARRA-CASTRO; ALVAREZ-LAJONCHERE, 2009, 2011; PHELPS et al., 2009; WATANABE et al., 1998), mostrou a presença de fêmeas maduras durante todo o ano, com ovócitos vitelogênicos, o que difere dos

peixes encontrados na natureza, que só desovam em determinadas épocas do ano (BORRERO et al., 1978; GÓMEZ; GUZMÁN; CHACÓN, 2001; MÉNDEZ, 1989; RIVERA-ARRIAGA et al., 1996; SOUZA-JUNIOR; SILVA; SALLES, 2008). Vale salientar que neste trabalho não ocorreu desova sem o uso de hormônios indutores.

Outro estímulo ao qual os reprodutores de *L. synagris* foram submetidos foi a dieta rica em proteínas e lipídeos, composta por uma ração comercial (68 % PB; 16% Lipídios), específica para maturação de peixes marinhos, em conjunto com sardinhas, lulas e camarões. Diversas rações comerciais têm sido produzidas especificamente para reprodutores de peixes marinhos, mas geralmente são muito caras para serem utilizadas como única alimentação. Por isso, Mylonas (2004) junto a outros pesquisadores, afirmaram que estas devem ser utilizadas como complemento ou misturadas a peixes e lulas para amenizar os custos, como por exemplo, a utilizada para alimentar os reprodutores de *L. guttatus* (ALVAREZ-LAJONCHERE, 2006)

Os peixes lutjanídeos apesar de serem considerados carnívoros, se adaptam muito bem a diversos tipos de alimentos (CLARO; LINDEMAN, 2008; FREITAS; NUNES; SÁ, 2011; SÁMANO-ZAPATA; VEJA-CENDEJAS; HERNANDES-DE SANTILLANA, 1998).

A ração utilizada neste trabalho se mostrou eficiente, pois durante todo o processo de preparação, as fêmeas analisadas apresentaram ovócitos bem uniformes e com bastante vitelo. Uma alimentação de qualidade é muito importante, principalmente durante o período de vitelogênese (NAVAS et al., 1997). Durante este período as fêmeas necessitam de alimentos mais ricos em proteína e lipídeos para que possam produzir a vitelogenina, que é progressivamente armazenada como vitelo nos ovócitos. Como o vitelo é a única fonte de alimento para o embrião e para as larvas em estágios iniciais, a qualidade e a quantidade do vitelo são prerrogativas para uma reprodução exitosa (ALVAREZ-LAJONCHERE, 2006).

Reprodutores submetidos a dietas ricas em nutrientes de qualidade, durante o período da pré-desova, têm mais chances de desenvolver ovócitos maiores e mais uniformes, melhorando a qualidade das desovas, como também o desenvolvimento embrional e larval (BOBE; LABBÉ, 2010; BROMAGE, 1995; CARRILLO et al., 2000; GATLIN III, 2000; IZQUIERDO; FERNANDEZ-PALACIOS; TACON, 2001; KJORSVIK et al., 1990; NAVARRO et al 2010; WATANABE; VASSALLO-AGIUS, 2003; IZQUIERDO; FERNANDEZ-PALACIOS, 1997).

Supressões fisiológicas no processo reprodutivo de peixes podem ocorrer em cativeiro, devido às restrições de fatores ambientais (áreas para deslocamento, fotoperíodo e temperatura) que suprimem, de alguma forma, a ação dos hormônios indutores da desova (MUNIZ; CATANHO; SANTOS, 2008). Embora o desenvolvimento gonadal possa acontecer, o processo da maturação final não acontece, por causa dessas restrições (ZOAR; MYLONAS, 2001). Para superar tal problema, hormônios exógenos são comumente aplicados, e no presente trabalho, a escolha do hormônio gonadotrofina coriônica humana (HGC) para uso nas induções hormonais foi vinculada a trabalhos publicados que mostram a utilização deste hormônio em outras espécies de lutjanídeos (BOURQUE; PHELPS, 2007; BOZA-ABARCA et al., 2008; MILLARES et al., 1979; MINTON; HAWKE; TATUM, 1983; PHELPS et al., 2009; WATANABE et al., 1998).

A aplicação das técnicas convencionais de indução hormonal tem sido indicada somente para peixes maduros, como os utilizados neste trabalho. Nas fêmeas maduras a vitelogênese está completa nos ovócitos, sendo necessária a indução hormonal para garantir a maturação final e desova. Esta consiste basicamente na migração e a posterior desintegração da vesícula germinal, o rompimento do envelope folicular e a consequente liberação dos ovócitos na luz do ovário, seguido pela eliminação dos ovócitos (MUNIZ; CATANHO; SANTOS, 2008; MYLONAS; FOSTIER; ZANUY, 2009; ZOAR; MYLONAS, 2001). Para os machos a função básica da indução hormonal é o aumento do volume de sêmen, que está mais associado com uma maior fluidez do sêmen produzido do que com o aumento do número das células espermáticas (ZANIBONI-FILHO; WEINGARTNER, 2007). Neste estudo, o hormônio HCG se mostrou eficiente nas induções realizadas, visto que todas as fêmeas, com exceção das que morreram, maturaram e desovaram.

Durante a fase de acasalamento foi observado um comportamento singular dos reprodutores, quando os dois machos ficavam seguindo a fêmea até emparelhar com ela, e no momento da desova a fêmea executava movimentos verticais, de subida e descida com os machos a acompanhando. Fato semelhante foi registrado durante a desova em cativeiro do *L. analis*, quando aproximadamente três horas antes da desova, os machos seguiram e circularam as fêmeas, já induzidas, e a coloração de ambos fica escurecida. (WATANABE et al., 1998). Já para o *L. stellatus*, numa desova natural observada em um aquário, um grupo de machos se aproximavam da fêmea, que durante a desova fazia um movimento vertical em espiral de subida e descida, acompanhada sempre pelos machos que iam fecundando os ovócitos (HAMAMOTO et al., 1992).

O tempo de latência para desova do *L. synagris* verificado neste trabalho variou entre 8 e 12 horas após a aplicação da segunda dose hormonal. Este tempo foi menor que o encontrado por Millares et al. (1979) para esta mesma espécie, cujo tempo de desova variou entre 12 a 18 h. Para outras espécies de lutjanídeos, variação similar foi registrada. Watanabe et al. (1998) observou um tempo médio de desova de 9 horas para o *L. analis*, após a aplicação da segunda dose. Boza-Abarca et al. (2008) observaram um tempo médio de desova para o *L. guttatus* de 10 a 12 h, após a segunda injeção. Bourque e Phelps (2007) observaram um tempo médio de desova de 24 a 32 horas para *L. campechanus*, após aplicação única. Vale salientar que o tempo de desova difere entre as espécies de peixes, estando relacionada com o nível de maturação gonadal, e com a qualidade da água, principalmente a temperatura, no sistema de cultivo (MILLARES et al., 1979).

Sendo *L. synagris* uma espécie de desova parcelada, na natureza a postura ocorre em intervalos de 24 h. Em cativeiro, os reprodutores mostraram um hábito similar, desovando por até 4 dias, geralmente depois de 6 a 7 horas após o crepúsculo. Outras espécies de lutjanídeos apresentaram comportamento similar quando estimulados a desovar em cativeiro *L. guttatus* (BOZA-ABARCA et al., 2008; IBARRA-CASTRO; DUMAS; DUNCAN, 2004, IBARRA-CASTRO; ALVAREZ-LAJONCHERE, 2009, 201; IBARRA-CASTRO; DUNCAN, 2007), *L. campechanus* (PAPANIKOS et al., 2003, 2008), *L. argentimaculatus* (EMATA, 2003; LEU; CHEN; FANG, 2003), *L. stellatus* (HAMAMOTO et al., 1992).

Apesar das diferentes doses hormonais aqui utilizadas, não foram verificadas diferenças estatísticas em relação aos parâmetros analisados. Mas, vale ressaltar que, a dose do tratamento 2 (1250 UI/kg de HCG) para as fêmeas, se mostrou mais eficaz em relação ao número de ovos liberado e a taxa de eclosão, e a do tratamento 1 (1000 UI/kg) mostrou a melhor taxa de fertilização. Nos tratamentos 2 e 3 (1250 e 1500 UI/kg de HCG) foi constatado a morte de três fêmeas, uma para o tratamento 2 e duas para o tratamento 3, o que não foi verificado para o tratamento 1, indicando que essa dosagem é menos agressiva. O HCG é um hormônio que atua diretamente nas gônadas (ANDRADE; YASUI, 2003), o que promove uma maturação final dos ovócitos muito rápida, às vezes em menos de 24 horas, e dependendo da dosagem e do grau de maturação gonadal dos peixes, pode acarretar em uma carga de estresse muito elevada o que ocasiona desovas irregulares, ovos de má qualidade, obstrução do poro genital e em alguns casos a morte dos reprodutores (ALVAREZ-LAJONCHERE; HÉRNANDEZ-MOLEJÓN, 2001).

Millares et al. (1979) utilizando HCG em *L. synagris*, verificou que as melhores dosagens foram obtidas entre os intervalos de 500 a 2000 UI/kg de peso corpóreo para as fêmeas. Para outras espécies de lutjanídeos, as doses hormonais variaram de acordo com cada autor e as espécies por eles utilizadas. Minton, Hawke e tatun (1983), Bourque e Phelps (2007) e Phelps et al. (2009), utilizaram a dose 1100 UI/kg para o *L. campechanus*. Watanabe et al. (1998), 1500 UI/kg para *L. analis*. Boza-Abarca et al. (2008), 1600 UI/kg para o *L. guttatus*. Emata (2003), 1000 a 1500 UI/kg para o *L. argentimaculatus*. Cabrera, Barrios e Quijada (1998), 2000 UI/kg para *L. griséus*. Alvarez-Lajonchere et al. (1992), 500 a 1000 UI/kg para o *L. chrysurus*.

Os diferentes tratamentos utilizados neste trabalho mostraram que a quantidade de ovos obtidos por indução com HCG nas fêmeas de *L. synagris*, variou entre 111.000 e 851.000, e que o menor valor obtido neste trabalho foi superior ao maior valor encontrado por Millares et al., (1979), para esta mesma espécie, que variou de 6.000 a 72.000.

Para outras espécies de lutjanídeos, os valores encontrados foram superiores aos documentados por Dumas et al. (2004) para *L. peru* (5.000 a 35.000 ovos), por Leu, Chen e Fang (2003), para o *L. argentimaculatus* (1.057 a 186.571 ovos), e Boza-Abarca et al. (2008) para o *L. guttatus* (47.000 ovos). Watanabe et al. (1998) obtiveram um valor médio de 534.781 ovos para o *L. analis*. Bourque e Phelps (2007) verificaram para o *L. campechanus* valores de 171.703 a 503.122 ovos. Cabrera, Barriose Quijada (1998) trabalhando com *L. griséus* observaram valores entre 190.000 a 210.000, portanto, com desovas dentro do intervalo registrado neste trabalho. Mas, ao se analisar as desovas de *L. argentimaculatus*, obtidas por Singhagrainwan e Doi (1993), 350.000 a 3.200.000 ovos; por Tucker-Junior (1998), 1.300.000 a 10.000.000 ovos; e Emata (2003), 500.000 a 6.350.000 ovos, verifica-se que os resultados obtidos no presente trabalho são inferiores.

Quanto aos ovócitos verificou-se que estavam entre a faixa de pré-vitelogênico e vitelogênico, de acordo com o padrão adotado por Souza-Junior, Silva e Salles (2008). O diâmetro médio dos ovócitos extraídos durante as biopsias, para os três tratamentos aqui utilizados foram similares aos encontrado para o *L. guttatus* (BOZA-ABARCA et al., 2008; IBARRA-CASTRO; DUNCAN, 2007), para o *L. analis* (WATANABE et al. 1998), para o *L. peru* (DUMAS et al., 2004). O diâmetro mínimo 400 µm para os ovócitos tem sido citado como o como indicador de maturidade sexual para várias espécies de peixes pertencentes à família Lutjanidae, como por exemplo, para *L. argentimaculatus* (EMATA, 2003), *L. guttatus* (IBARRA-CASTRO; DUNCAN, 2007), *L. analis* (WATANABE et al., 1998), *L. peru*

(DUMAS et al., 2004) e também para *L. synagris* (SOUSA JÚNIOR; SILVA; SALLES, 2008).

Crítérios têm sido discutidos por diversos autores, para avaliar a qualidade das desovas, no entanto, Alvarez-Lajonchere (2006) informou que não há um consenso geral sobre os critérios e métodos para essa avaliação, apesar de ser um pré-requisito importante para chegar a conclusões sólidas sobre os fatores que determinam a qualidade dos ovos e larvas (KJØRSVIK; MANGOR-JESEN; HOLMEFJORD, 1990). Já Bromage (1995) sustenta que a qualidade dos ovos é definida de acordo com as características que o tornam apto a se desenvolver e sobreviver.

Diversos trabalhos realizados sobre reprodução de lutjanídeos fazem referência à qualidade da desova, como a avaliação dos seguintes parâmetros: a porcentagem de ovos flutuantes, a taxa de fertilização, o diâmetro do ovo e da gota de óleo, a porcentagem de ovos com uma gota de óleo, a taxa de eclosão e a sobrevivência das larvas até o consumo das reservas vitelínicas (36 horas após a eclosão – 36 HAE) (BOUQUE; PHELPS, 2007).

Dos ovos colhidos, os percentuais de fertilização foram calculados separando os ovos flutuantes dos não flutuantes, onde os flutuantes foram os fertilizados, e os não flutuantes são óvulos não fertilizados e, ovos fertilizados cujo desenvolvimento embrionário havia sido interrompido. Ovos flutuantes têm sido utilizados como indicadores de fertilização e do sucesso da eclosão (BOURQUE; PHELPS 2007; HEAD et al., 1996; LIM; CHAO, 1993; PHELPS et al., 2009; WATANABE et al., 1995; WATANABE, et al., 1998).

A melhor taxa de fertilização foi encontrada para o tratamento 01 (1000 UI/kg), com $75 \pm 10\%$ de ovos fertilizados, o que é um resultado bastante satisfatório para uma espécie bastante prolífera como o *L. synagris* (SMS, 2012). Observou-se ainda, que os ovos fertilizados apresentaram em sua grande maioria, uma gota de óleo, porém foram observados ovos com até oito gotas.

Verificou-se que no decorrer do desenvolvimento embrionário, as múltiplas gotas, quando presentes, se fundiam em apenas uma, corroborando com as observações de Makino et al. (1999), para a espécie *Lateolabrax japonicus*. Segundo Bourque e Phelps (2007), ovos com múltiplas gotas de óleo foram considerados de baixa qualidade, porque hipoteticamente o embrião em desenvolvimento despenderia maior esforço para obter energia, porém estes autores encontraram melhores resultados de sobrevivência (36 horas após a eclosão) em ovos que apresentaram múltiplas gotas de óleo. Com relação à qualidade dos ovos, os resultados encontrados neste trabalho corresponderam aos obtidos por outros autores para os lutjanídeos,

como aos alcançados por Emata (2003), Boza-Abarca et al. (2008) para o *L. guttatus*, onde os ovos fertilizados flutuavam e os ruins afundavam.

Papanikos (2004) encontrou relação entre baixas taxas de fertilização e grandes variações nos diâmetros dos ovos em desovas induzidas, mostrando que a taxa de flutuabilidade não é um parâmetro confiável para verificação da taxa de fertilização, visto que em se tratando de indução hormonal há a possibilidade de liberação de ovos em diferentes estágios de desenvolvimento, dificultando a fertilização.

Com relação ao tamanho dos ovos fertilizados e das gotas de óleo encontrados neste trabalho, 659 ± 10 e 139 ± 2 μm para o tratamento 01 (1000 UI/kg), 661 ± 14 e 140 ± 5 μm para o tratamento 02 (1250 UI/kg), 667 ± 20 e 141 ± 5 μm para o tratamento 03 (1500 UI/kg), verificou-se que não houve diferença estatística ($p>0,05$) quando relacionados com as diferentes doses hormonais, mas estes ficaram dentro do padrão para esta espécie. Para *L. synagris* o valor do diâmetro do ovo tem sido reportado variando de 650 a 800 μm (FAO, 1985) e 700 a 750 μm , de acordo com Clarck, Domeier e Laroche (1997). Estes autores registraram ainda diâmetro da gota de óleo de 130 a 220 μm .

Os valores encontrados neste estudo quando comparados a outras espécies de lutjanídeos ficaram abaixo, como por exemplo, para o *L. campechanus* com tamanho dos ovos fertilizados e gotas de óleo de 777,3 e 124,8 μm (BOURQUE; PHELPS 2007), 780 e 123,8 μm (PHELPS et al., 2009), 803,7 e 130,7 μm (HASTEY; PHELPS; DAVIS, 2010) *L. guttatus* com 857 e 115 μm (BOZA-ABARCA et al., 2008), *L. analis*, 783 μm (WATANABE et al., 1998), *L. griseus*, 740,2 e 139,3 μm (CABRERA; BARRIOS; QUIJADA et al., 1998); *L. argentimaculatus*, 800 e 140 μm (EMATA, 2003; EMATA; EULLARAN; BAGARINO, 1994; LEU; CHEN; FANG, 2003).

Quando analisadas as taxas de eclosão, os melhores resultados foram encontrados para a tratamento 2 (1250 UI/kg), com valor médio de $62\pm 13,7\%$. Esse valor se mostrou superior aquele encontrado por Papanikos et al. (2003) na desova induzida de *L. campechanus* utilizando 1.100 UI de HCG/kg ($53,2 \pm 28,7\%$), contudo foram inferiores aos valores observados para as desovas naturais ($83,6 \pm 9,5\%$) desse mesmo autor, neste mesmo estudo. Para o *L. guttatus*, Abdo-de la Parra (2010) e outros pesquisadores encontraram uma taxa de eclosão que variou entre 82,3 e 93,1%, enquanto que Ibarra-Castro e Alvarez-Lajonchere (2011), encontraram uma taxa que variou entre 70 e 90%.

Em estudo comparativo entre desovas induzidas decorrentes de injeção de hormônio exógeno e desova natural, Emata (2003) avaliou o efeito do hormônio HCG e do análogo do hormônio liberador do hormônio luteinizante (LHRHa) em reprodutores de *L.*

argentimaculatus, e obteve sucesso com doses de 500 UI de hCG/kg, contudo doses de 1.000 e 1.500 UI de hCG/kg e 100 µg de LHRHa/kg produziram desovas cujas taxas de eclosão foram de $45,9 \pm 7,43\%$, $27,3 \pm 9,3\%$ e $45,8 \pm 13,1\%$, respectivamente, enquanto que para desova natural a taxa foi de $68,7 \pm 0,8\%$. O referido estudo mostrou ainda uma maior eficiência do HCG (acima de 50% das induções com produção acima de um milhão de ovos) em relação ao LHRHa (30% das induções acima de um milhão de ovos).

A taxa de mortalidade das larvas de *L. synagris* encontrada no presente estudo foi de 62% após 36 HAE. No 4º DAE, aumentou para aproximadamente 80%, chegando a 99,9% aos 30 DAE e permanecendo nesta taxa até o final do 90º DAE. Singhagraiwan e Doy (1993) reportaram diferentes taxas de sobrevivência para as larvas de *L. argentimaculatus* sob condições de cultivo semelhantes, 3,4% no 8º DAE e 1,6% no 12º DAE, em diferentes experimentos. Emata, Eullaran e Bagarinao (1994) e Emata, Damaso e Eullaran, (1999) obtiveram resultados em que ocorreram uma mortalidade massiva aos 28 DAE para a mesma espécie. Cabrera, Barrios e Quijada (1998), trabalhando com o *L. griseus*, verificaram uma sobrevivência de 79% após 24 HAE e após 135 HAE caiu para 2,5%. Watanabe et al. (1998), trabalhando com o *L. analis*, obteve uma taxa de sobrevivência de 14,3% aos 38 DAE, e Ogle e Lotz (2006), encontraram para o *L. campechanus* uma taxa de sobrevivência de 16,5% ao 24º DAE. Para essa mesma espécie, Bourqur e Phelps (2007) registraram uma taxa de sobrevivência de 23,4% após 36 HAE. Como se pode observar, as taxas de sobrevivência variam muito entre as diferentes espécies de lutjanídeos, e estas estão diretamente relacionadas às condições dos reprodutores e da qualidade da alimentação que é fornecida as larvas.

A qualidade dos ovos utilizados na incubação foi considerada boa, e a duração do desenvolvimento embrionário, desde a fertilização até a eclosão das larvas, teve um tempo médio estimado em 15 h em temperatura média de $29,6 \pm 3,3$ °C, que foi idêntico ao período encontrado por Boza-Abarca et al. (2008) quando trabalharam com o *L. guttatus* em temperatura variando de 26,3 a 28,2 °C. Já Abdo-de la Parra et al. (2010) e Ibarra-Castro e Alvarez-Lajonchere (2011), trabalhando com essa mesma espécie, encontrou um tempo de 20 h a uma temperatura de $31 \pm 0,5$ °C, e 18 a 20 h em temperatura variando de 29 a 31 °C, respectivamente.

O desenvolvimento embrionário observado para o *L. synagris*, foi semelhante aos resultados apresentados para o *L. stellatus* (HAMAMOTO et al., 1992) e para o *L. guttatus* (BOZA-ABARCA et al., 2008).

As larvas recém-eclodidas de *L. synagris*, apresentaram comprimento total médio de $2,0\pm 0,11$ mm, ficando dentro do limite mostrado por Clarck, Domeier e Laroche (1997), que variava entre 2,0 e 2,2 mm. Quando comparado com o comprimento de larvas recém-eclodidas de outras espécies de lutjanídeos, observou-se que o resultado apresentado não difere muito de outros mostrados, como os vistos para o *L. analis*, 2,2 a 2,5 mm (CLARCK; DOMEIER; LAROCHE, 1997), 2,7 mm de comprimento de notocorda no 2° DAE (WATANABE, et al., 1998), para *L. chrysurus*, $2,23\pm 0,16$ (RILEY; HOLT; ARNOLD, 1995) e 2,0 a 2,4 mm (CLARCK; DOMEIER; LAROCHE, 1997), para *L. guttatus*, $2,4\pm 0,04$ mm (BOZA-ABARCA, et al., 2008), $2,18\pm 0,15$ mm (ABDO-DE LA PARRA, et al., 2010), $2,18\pm 0,15$ mm (IBARRA-CASTRO; ALVAREZ-LAJONCHERE, 2011), para *L. argentimaculatus*, 1,78 mm (LEU; CHEN; FANG 2003) e para *L. griséus*, 1,9 mm (CABRERA; BARRIOS; QUIJADA, 1998).

Quanto às características fenotípicas, tais como coloração, distribuição dos pigmentos, posição do saco vitelínico e da gota de óleo, as larvas recém-eclodidas não diferiram de outras larvas de lutjanídeos já descritas (BOZA-ABARCA, et al., 2008; CABRERA; BARRIOS; QUIJADA, 1998; CLARCK; DOMEIER; LAROCHE, 1997; HAMAMOTO et al., 1992; RILEY; HOLT; ARNOLD, 1995).

As larvas de *L. synagris* assumiram estágio de pré-flexão da notocorda ao 2° DAE, com $2,4\pm 0,14$ mm (n = 10) de comprimento total médio, onde foi notada a presença do osso hipural, que é formado pela fusão de duas ou mais vértebras caudais, localizado na região terminal da notocorda. Supõem-se este estágio tenha terminado entre o 9° ao 10° DAE (comprimento total médio de $3,9\pm 0,10$ mm), visto que no 12° DAE (comprimento total médio de $4,1\pm 0,16$ mm), as larvas já apresentavam um estágio avançado de flexão da notocorda. De acordo com Clarck, Domeier e Laroche (1997) o período de pré-flexão da notocorda para larvas de *L. synagris* acontece entre o 2° e o 10° DAE, com comprimento *standart* variando de 2,6 a 3,6 mm, e é similar ao do *L. analis* e diferenciando *L. chrysurus* em apenas um dia mais. Com relação a flexão da notocorda, estes mesmos autores afirmam que o *L. synagris* inicia este estágio por volta do 11° ao 12° DAE, com comprimento *standart* médio de 3,8 mm.

O estágio de flexão da notocorda durou aproximadamente 6 dias (11° ao 16° DAE), e a partir do 17° DAE as larvas com comprimento total médio de $6,0\pm 0,64$ mm, já apresentavam o estágio de Pós-flexão da notocorda, corroborando com os resultados mostrados por Clarck, Domeier e Laroche (1997). No 30° DAE, as larvas já haviam apresentado o fim da metamorfose transformando-se em alevinos, e já apresentavam as características fenotípicas dos juvenis e adultos, tais como as linhas laterais horizontais

amarelas, nadadeiras amareladas, mancha preta em forma de círculo acima da linha lateral e abaixo dos raios da nadadeira dorsal. Rabalais, Rabalais e Arnold (1980) e outros autores afirmam que o desenvolvimento larval dos lutjanídeos é típico e similar a de outros teleósteos pelágicos.

Neste trabalho a larvicultura do *L. synagris* apresentou intensa mortalidade no 20º DAE. Em vários estudos foi observado que a larvicultura de lutjanídeos tem se apresentada bastante difícil, com as larvas morrendo nos primeiros dias após a eclosão e durante o período de metamorfose (BOZA-ABARCA, et al., 2008; CABRERA; BARRIOS; QUIJADA, 1998; EMATA; DAMASO; EULLARAN, 1999; EMATA; EULLARAN; BAGARINAO, 1994; SINGHAGRAIWAN; DOY, 1993). Reforçando a tese que a larvicultura depende de matrizes em ótimas condições e que possam produzir bons ovos e larvas (BOURQUE; PHELPS, 2007; BROOKS; TYLER; SUMPTER, 1997; LIAO; SU; CHANG, 2001; PAPANIKOS et al., 2003), um dos principais fatores para o sucesso numa larvicultura, é a alimentação da larvas (BOZA-ABARCA, et al., 2008).

A alimentação durante o período larval de *L. synagris* neste trabalho foi constituída de rotíferos (até o 16º DAE), e artêmias (do 17º DAE ao 48º DAE). Este tipo de alimento é muito utilizado em larvicultura de lutjanídeos, e além deles também são utilizados como alimento vivo, copépodos e larvas de ostras (ABDO-DE LA PARRA et al., 2010; BOZA-ABARCA et al., 2008; CABRERA; BARRIOS; QUIJADA, 1998; DUMAS et al., 2004; LEU; CHEN; FANG, 2003; OGLE; LOTZ, 2006; TURANO; DAVIS; ARNOLD, 2000; WATANABE et al., 1998).

Durante a larvicultura de *L. synagris*, a quantidade de alimento vivo ofertado nos vinte primeiros dias, foram similares ao utilizados por Watanabe et al. (1998) para o *L. analis*, com a mesma fração de tempo, mas não apresentaram resultados semelhantes, visto que a mortalidade atingiu 99,9% ao fim do 30º DAE, permanecendo neste patamar até o final do 90 DAE. O que não aconteceu com Watanabe et al. (1998) que obtiveram uma taxa de sobrevivência de 14,3% ao final do 38º DAE.

Ao 45º DAE as larvas de *L. synagris* começaram a se alimentar com alimento inerte (peixe triturado), misturado com artêmia adulta viva. A aceitação ao alimento inerte foi total, com as larvas completamente adaptadas após o terceiro dia de oferta. A passagem do peixe triturado para a ração comercial não teve dificuldades, e após o 60º DAE, os alevinos só se alimentaram ração. Boza-Abarca et al. (2008) iniciaram com o alimento inerte (sardinha triturada) para larvas de *L. gutattus* a partir do 31º, diferente disto, Turano, Davis e Arnold (2000) começaram alimentar as larvas de *L. chrysurus* com alimento inerte, a partir do 7º

DAE, e esse alimento consistia de ração em pó, com partículas iniciando em 250 µm e sendo aumentadas até 400 µm de acordo com o crescimento das larvas.

A taxa de crescimento em comprimento das larvas de *L. synagris* ficou em 0,32 mm/dia para os 20 DAE, e mostrou-se bem superior ao registrado por Rodriguez-Pino (1962), para esta mesma espécie, de 0,1 mm/dia (baseado nos comprimentos médios dos anéis encontrados nos otólitos de *L. synagris* colhidos na natureza), por Boza-Abarca et al. (2008), de 0,24 mm/dia para o *L. guttatus* (até os 26° DAE) e por Watanabe et al. (1998), com um taxa de 0,23 mm/dia. Entretanto, os resultados aqui encontrados se mostraram inferiores quando comparados com aqueles obtidos por Ogle e Lotz (2006), de 0,44 mm/dia (até o 24° DAE) para o *L. campechanus*, por Singhagraiwan e Doy, (1993) de 0,47 mm/dia (até o 23° DAE) e Emata et al. (1994), de 0,37 mm/dia (até o 28° DAE) para o *L. argentimaculatus*,

Quando se analisa a taxa de ganho de peso diário após o 30° DAE, verifica-se que o valor de 0,10 g/dia encontrados neste trabalho, foi inferior aos encontrados para o *L. chrysurus*, de 0,66 g/dia, com 900 dias de cultivo (TURANO; DAVIS; ARNOLD, 2000), para o *L. analis*, 0,78 g/dia, com 168 dias de cultivo (WATANABE et al., 1998), para o *L. guttatus*, 0,2 g/dia, com 171 dias de cultivo (BOZA-ABARCA et al., 2008).

Para se avaliar os efeitos do processo reprodutivo, é necessário analisar diversos métodos e critérios que se usam para verificar a qualidade deste processo. Os critérios fundamentais se baseiam na qualidade dos ovos, mas também se aplicam outros com relação à qualidade das larvas em seus primeiros estágios, pois os efeitos do processo reprodutivo podem ser identificados até a primeira fase larval (ALVAREZ-LAJONCHERE, 2006). Maiores esforços têm sido concentrados nas primeiras fases do processo reprodutivo, pois é importante poder estimar a qualidade da progênie em uma etapa inicial para avaliar a conveniência de continuar o processo de larvicultura em um determinado lote de ovos e/ou larvas, considerado todo o processo que se leva para mobilizar uma instalação de produção (BROMAGE, 1995; KJORSVIK, 1994; SHIELDS; BROWN; BROMAGE, 1997).

Neste trabalho, considerouse todos os resultados valiosos, visto que são os primeiros apresentados para essa espécie criada em cativeiro e servirão como referência para guiar novas pesquisas com relação ao manejo e reprodução do *L. synagris*, e quiçá de outras espécies de lutjanideos.

7 CONSIDERAÇÕES

Das técnicas de captura dos reprodutores utilizadas nesse trabalho, a que melhor apresentou resultado foi a captura por anzol. Essa forma de captura apesar de machucar o peixe, que geralmente é ferido no maxilar, proporciona um melhor manejo a bordo, diminuindo o tempo de exposição do peixe fora d'água, o que não acontece com a captura por armadilha.

Apesar de não ter sido usado durante as capturas dos reprodutores, sugiro que seja usado um anestésico para amenizar o estresse causado durante a retirada do anzol. Outro item que pode ser utilizado para diminuir a carga de estresse, seria o uso de tanques escuro para a estocagem a bordo e transporte, deixando o peixe alheio aos trabalhos realizados no entorno.

De acordo com os resultados obtidos, se pode concluir que o ariacó, *L. synagris*, se adaptou muito bem as condições de cultivo implementadas nesse trabalho, apresentado gônadas maduras durante todo o ano, mostrando ser uma espécie que responde bem as exigências do cativeiro. Apesar disso, pesquisas com o uso de diferentes fotoperíodos e dietas devem ser aprimorados para elevar ainda mais a qualidade dos trabalhos de preparação dos reprodutores para desova.

Quanto as diferentes doses hormonais de HCG utilizadas para maturação final e desova das fêmeas de *L. synagris*, não foram verificadas diferenças estatísticas entre elas, apesar disto consideramos que a dose ideal se encontra entre os valores de 1000 a 1250 UI/kg de peso, pois foi onde encontramos as melhores taxas de desova, fertilização e eclosão. Quanto a dose infligida aos machos, 500 UI/kg, se mostrou totalmente satisfatória.

A continuidade deste trabalho é fato, e como este foi o primeiro a terminar a larvicultura do ariacó, como alusão para futuros estudos, sugerimos aperfeiçoar o protocolo de manutenção dos reprodutores com a finalidade de se obter ovos e larvas de melhor qualidade, bem como obter melhores índices de sobrevivência, aprimorando a alimentação das larvas, principalmente nos primeiros 30 DAE.

REFERÊNCIAS

ABDO-DE LA PARRA, M. I.; RODRÍGUEZ-IBARRA, L. E.; CAMPILLO-MARTÍNEZ, F.; VELASCO-BLANCO, G.; GARCÍA-AGUILAR, N. N.; ÁLVAREZ-LAJONCHÈRE, L. S.; VOLTOLINA, D. Efecto de la densidad de siembra sobre el crecimiento y supervivencia larval del pargo lunarejo *Lutjanus guttatus*. **Revista de Biología Marina y Oceanografía**, v.45, n.1, p.141-146, abril de 2010.

ABY-AYAD, S. M. E. A.; MELARD, C.; KESTEMONT, P. Effects of fatty acids in Eurasian perch broodstock diet on egg fatty acid composition and larvae stress resistance. **Aquacult. Int.**, v. 5, p. 161–168, 1997.

ACOSTA, A.; APPELDOORN, R. S. Estimation of growth, mortality and yield per recruit for *Lutjanus synagris* (LINNAEU) in Puerto Rico. **Bulletin of Marine Science**, v. 50, n. 2, p. 282-291, 1992.

ALEGRÍA, J. R.; MENEZES, M. F. de. Edad y crecimiento del ariacó, *Lutjanus synagris* (Linnaeus), en el Nordeste del Brasil. **Arquivos de Ciências do Mar**, v. 10, n. 1, p. 64-68, jun. 1970.

ALLEN, G.R. Snappers of the world. An annotated and illustrated catalogue of lutjanid species known to date. FAO. **Fish Synopsis** (125), v. 6, p 119-120, 1985.

ALVAREZ- LAJONCHÈRE, L. Nutrición de reproductores de peces marinos. In: Simposium Internacional de Nutrición Acuicola, 8, León, Monterrey, México. Anales. León, México: Universidad Autónoma de Nuevo León, **Anais...** p. 1-19, 2006.

ALVAREZ-LAJONCHÈRE, L.; HERNÁNDEZ-MOLEJÓN, O. G. H. **Producción de juveniles de peces estuarinos para un centro en América Latina y el Caribe**. Baton Rouge: World Aquaculture Society, 2001. 424 p.

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

ANDRADE, G. Q.; BISPO, E. S.; DRUZIAN, J. I. Avaliação da qualidade nutricional em espécies de pescado mais produzidas no Estado da Bahia. **Ciências e Tecnologia de Alimentos**, v. 29, n. 4, p. 721-726, out.-dez. 2009.

ARANA, L. V. **Fundamentos de aquicultura**. Florianópolis: Editora da UFSC, 2004a. 348 p.

ARANA, L. V. **Princípios químicos de qualidade da água em aquicultura: uma revisão para peixes e camarões**. 2. ed. Florianópolis: UFSC. 2004b. 231p.

ARNOLD, C. R.; WAKEMAN, J. M.; WILLIAMS, J. D.; TREECE, G. D. Spawning of red snapper (*Lutjanus campechanus*) in captivity. **Aquaculture**, v. 15, p. 301–302, 1978.

ASTURIANO, J.F. **El proceso reproductivo de la lubina europea *Dicentrarchus labrax* L. Efectos de los ácidos grasos de la dieta: estudios *in vivo* e *in vitro***. 251 f. Thesis PhD, Valencia University, Spain, 1999.

- BABIN, P.J., CARNEVALI, O., LUBZENS, E., SCHNEIDER, W.J. Molecular aspects of oocyte vitellogenesis in fish. In: Babin, P.J., Cerdá, J., Lubzens, E. (Eds.), *The Fish Oocyte: From Basic Studies to Biotechnological Applications*. Springer, The Netherlands, 2007. p. 39–76.
- BARDACH, J.E.; RYTHER, J. H.; MCLARNEY, W.O. **Aquaculture**: the farming and husbandry of freshwater and marine organisms. Massachusetts USA, p. 1-2. 1972.
- BARRETT, C. B. Measuring food security. **Science**, v. 327, p.825–828. 2010.
- BENETTI, D. D.; MATERA, J. A.; STEVENS, O. M.; ALARCÓN, J. F.; FEELEY, M. W.; ROTMAN, F. J.; MINEMOTO, Y.; BANNER-STEVENS, G.; FANKE, J.; ZIMMERMAN, S.; ELDRIDGE, L. Growth, survival, and feed conversion rates of hatchery-reared mutton snapper *Lutjanus analis* cultured in floating net cages. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 33, n. 3, p. 349-357, set. 2002.
- BERLINSKY, D.L.; KING, W.V.; SMITH, T.I.J.; HAMILTON II, R.D.; HOLLOWAY JR., J.; SULLIVAN, C.V. Induced ovulation of Southern flounder *Paralichthys lethostigma* using gonadotropin releasing hormone analogue implants. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 27, p. 143–152, 1996.
- BILLARD, R. Endocrinology and fish culture. **Fish Physiol. Biochem**, v. 7, p. 49–58, 1989.
- BILLARD, R., Spermatogenesis and spermatology of some teleost fishspecies. **Reprod. Nutr. Develop.**, v. 26, p. 877-920, 1986.
- BOBE, J.; LABBÉ, C. Egg and sperm quality in fish. **General and Comparative Endocrinology**. v. 165, p. 535-548. Mar. 2010.
- BORRERO, M.; GONZÁLEZ, E.; MILLARES, N.; DAMAS, T. Desarrollo embrionario y prelarval de la bíaiba (*Lutjanus synagris* Linnaeus, 1758). **Rev. Cub. Inv. Pesq.**, v.3, n.3, p.1-28, 1978.
- BORTONE, S.A.; WILLIAMS, J.L. **Species profiles: life histories and environmental requirements of coastal fishes and invertebrates (South Florida)** - gray, lane, mutton, and yellowtail snappers. U.S. Fish Wildl. Serv. Biol. Rep. 82(11.52). U.S. Army Corps of Engineers, TR EL-82-4, 1986.
- BOURQUE, B. D.; PHELPS, R. P. Induced spawning and egg quality evaluation of red snapper, *Lutjanus campechanus*. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 38, n. 2, p. 208-217, jun. 2007.
- BOYD, C. **Water Quality in Ponds Aquaculture**. Alabama: Alabama Agricultural Experimental Station, Auburn University. 1990. 482 p.
- BOZA-ABARCA, J.; CALVO-VARGAS, E.; SOLIS-ORTIZ, N.; KOMEN, H. Induced spawning and larval rearing of spotted rose snapper, *Lutjanus guttatus*, at the Marine Biology Station, Puntarenas, Costa Rica. **Ciencias Marinas, North America**, v. 34, n. 2, p. 239-252, 2008.
- BROMAGE, N.; DUSTON, J.; RANDALL, C. F.; BROOK, A.; THRUSH, M.; CARRILLO M.; ZANUY, S. Photoperiodic control of teleost reproduction. **Prog. Comp. Endocrinol**, v. 342, p. 620-626, 1990.

BROMAGE, N.; PORTER, M.; RANDALL, C. The environmental regulation of maturation in farmed finfish with special reference to the role of photoperiod and melatonin. **Aquaculture**, v. 197, p. 63–98, 2001.

BROMAGE, N.; RANDALL, C. F.; DAVIES, B.; THRUSH, M.; DUSTON, J.; CARRILLO, M.; ZANUY, S. **Photoperiodism and the control of reproduction and development in farmed fish**. En: **Aquaculture: Fundamentals and Applied Research**. B. Lahlou y P. Vitiello (eds.): American Geophysical Union. Washington, EE UU. 81-102. 1993.

BROMAGE, N.R. Broodstock management and seed quality - general considerations. In: Bromage, N.R., Roberts, R.J. (Eds.), **Broodstock Management and Egg and Larval Quality**. Oxford: Blackwell Science, 1995.

BROOKS, S.; TYLER, C. R.; SUMPTER, J. P.. Egg quality in fish: what makes a good egg? *Reviews in Fish. Biology and Fisheries*, v. 7, p.387–416, 1997.

BUCHET, V., COQUARD, E., SÉVÈRE, A., BARONE, H. Influence of tank volume on vitellogenesis and spawning performances in sea bass *Dicentrarchus labrax* L. **Aquat. Res.**, v.39, p. 420–426, 2008.

BYE, V.J. Temperate marine teleosts. In: Munro, A., Scott, A., Lam, T. (Eds.), **Reproductive Seasonality in Teleosts: Environmental Influences**. CRC Press, Boca Raton, pp. 126–141. 1990.

CABRERA, J. R.; BARRIOS, T. C.; QUIJADA, J. M. Inducción al desove del pargo de mangle, *Lutjanus griseus* LINNAEUS (Pisces: Lutjanidae), sexualmente maduro en cautiverio. **Arquivos de Ciências do Mar**, v. 31, p. 57-63, 1998.

CABRERA, T. B.; ROSAS, J. C.; MILLÁN, J. Q. Reproducción y desarrollo larvario del Pargo Dientón (*Lutjanus griseus* L. 1758) (Pisces: Lutjanidae) cultivado en cautiverio. **Caribbean Journal of Science**, v. 33, n. 3-4, p. 239-245, 1997.

CARRILLO, M. A.; RODRIGUEZ, H; VICTORIA, P. **Fundamentos da acuicultura continental**. 2. ed. Bogotá: INPA, 423p. 2001.

CARRILLO, M.; ZANUY, S.; OYEN, F.; CERDÁ, J.; NAVAS, J. M.; RAMOS, J. Some criteria of the quality of the progeny as indicators of physiological broodstock fitness. In: Recent advances in Mediterranean aquaculture finfish species diversification, Proceedings of the seminar of the CI-HEAM Network on technology of aquaculture in the Mediterranean (TECAM), jointly organized by CIHEAM and FAO, Zaragoza, (España), 24-28 mayo de 1999, **Cahiers**, v. 47, p. 61-73, 2000.

CAVALLI, R.O.; HAMILTON, S. Piscicultura marinha no Brasil com ênfase na produção do beijupirá. **Rev Bras Reprod Anim Supl**, n.6, p.64-69, dez. 2009.

CERDÁ, J.; FABRA, M.; RALDÚA, D. Physiological and molecular basis of fish oocyte hydration. In: Babin, P.J., Cerdá, J., Lubzens, E. (Eds.), **The Fish Oocyte: From Basic Studies to Biotechnological Applications**. Kluwer Academic Publishers, Dordrecht, The Netherlands, pp. 349–396. 2007.

CERQUEIRA, V.R. Cultivo de Peixes Marinhos. In: Poli. C.R., Poli, A.T. Andreatta, E., Beltrame, E. (ORG.). **Aquicultura: Experiências Brasileiras**. Florianópolis: Multitarefa editora, 2004.

CHAPARRO, N. **Aspectos sobre la reproducción artificial de peces marinos**. Santa Marta: Universidad del Magdalena, Colombia. 2009.

CHEMINEAU, P.; MALPAUX, B.; BRILLARD, J. P.; FOSTIER, A. Seasonality of reproduction and production in farm fishes, birds and mammals. **Animal**, v. 1, p. 419–432, 2007.

CHOW, S.; CLARKE, M.E.; WALSH, P.J. PCR-RFLP analysis on thirteen western Atlantic snappers (subfamily Lutjaninae): a simple method for species and stock identification. **Fishery Bulletin**, v.91, n. 4, p.619-627, nov. 1993.

CLARKE, M. E.; DOMEIER, M. L.; LAROCHE, W. A. Development of larvae and juveniles of the mutton snapper (*Lutjanus analis*), lane snapper (*Lutjanus synagris*) and yellowtail snapper (*Lutjanus chrysurus*). **Bulletin of Marine Science**, v. 61, n. 3, p. 511-537, nov. 1997.

CLARO, R.; K.C. LINDEMAN. **Biología y manejo de los pargos (Lutjanidae) en el Atlántico occidental**. La Habana: Instituto de Oceanología, CITMA, Cuba. 2008. 472 p.

CONNAUGHTON, M. A.; AIDA, K. Female Reproductive System, Fish. **Encyclopedia of Reproduction**, v. 2, p. 193-204, 1999.

DONALDSON, E.M; HUNTER, G.M; Induced final maturation, ovulation, and spermiation. In: W.S. Hoar; D.J. Randall; E.M. Donaldson, editors. **Fish physiology**. New York: Academic Press, v.9, pt.B, p.351-403. 1983.

DUARTE, M., MARBÁ, N., HOLMER, M. Rapid domestication of marine species. **Science**, v.316, p382–383, 2007.

DUMAS, S.; ROSALES-VELÁZQUEZ, M. O.; CONTRERAS-OLGUÍN, M.; HERNÁNDEZ-CEBALLOS, D.; SILVERBERG, N. Gonadal maturation in captivity and hormone-induced spawning of the Pacific red snapper *Lutjanus peru*. **Aquaculture**, v. 234, n. 1-4, p. 615-623, 2004.

EL NAGGAR, G.O.; JOHN, G.; REZK, M.A.; ELWAN, W.; YEHIA, M.; Effect of varying density and water level on the spawning response of African catfish *Clarias gariepinus*: implications for seed production. **Aquaculture**, v. 261, p. 904-907. 2006.

EMATA A. C.; DAMASO J. P.; EULLARAN B. E. Growth, maturity and induced spawning of mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, in concrete tanks. **Israeli Journal of Aquaculture**, v. 51, p. 58-64, 1999.

EMATA, A. C. Reproductive performance in induced and spontaneous spawning of the mangrove red snapper *Lutjanus argentimaculatus*: A potential candidate species for sustainable aquaculture. **Aquaculture Research**, v. 34, p. 849–857. 2003.

EMATA, A.; EULLARAN, B.; BAGARINAO, T. Induced spawning and early life description of the mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*. **Aquaculture**, v. 121, p. 381–387. 1994.

FAO. **The State of Food Insecurity in the World**: Addressing Food Insecurity in Protracted Crises. FAO, Rome. 2010a.

FAO. **The State of World Fisheries and Aquaculture, 2010**. FAO, Rome, 2010b.

FAO. **The State of World Fisheries and Aquaculture**. FishStatJ - software for fishery statistical time series. Version 2.0.0 Windows 32 bit. mar. 2012.

FERNANDEZ-PALACIOS, H., IZQUIERDO, M.S., ROBAINA, L., VALENCIA, A., SALHI, M., VERGARA, J., Effect of n-3 HUFA level in broodstock diets on egg quality of gilthead seabream *Sparus aurata* L. **Aquaculture**, v. 132, p. 325-337, 1995.

FERRAZ E. M. CERQUEIRA E. R., ALVAREZ-LAJONCHÈRE L., CANDIDO S. Indução da desova do robalo-peva, *Centropomus parallelus*, através de injeção e implante de LHRHa. **Boletim do Instituto de Pesca**, v. 28, n. 2, p. 125-133, 2002.

FREITAS, L. E. L.; NUNES, A. J. P.; SÁ, M. V. C. Growth and feeding responses of the mutton snapper, *Lutjanus analis* (Cuvier 1828), fed on diets with soy protein concentrate in replacement of Anchovy fish meal. **Aquaculture Research**, 42, 866-877. 2011.

FRID, C. L. J.; PARAMOR, O. A. L. Feeding the world: what role for fisheries? – ICES. **Journal of Marine Science**, v. 69, p. 145–150, 2012.

GATLIN III, M. D. Nutrición de reproductores y juveniles de peces marinos. In: Civera-Cerecedo, R., Pérez Estrada, C.J., Ricque-Marie, D. y Cruz-Suárez, L.E. (Eds.) **Avances en Nutrición Acuicola IV**. Memorias del IV Simposium Internacional de Nutrición Acuicola. Noviembre 15-18, 1998. La Paz, B.C.S., México. 2000. p. 73-82.

GESTEIRA, T. C. V.; ROCHA, C. A. S. Estudo sobre a fecundidade do ariacó, *Lutjanus synagris* (Linnaeus), da costa do Estado do Ceará (Brasil). **Arquivos de Ciência do Mar**, v. 16, n. 1, jun. 1976.

GILDERHUS, P.A. Efficacy of benzocaine as an anesthetic for salmonid fishes. **North American Journal of Fisheries Management**, v.9, p.150-153, 1989.

GODINHO, H. P. Estratégias reprodutivas de peixes aplicadas à aquíicultura: bases para o desenvolvimento de tecnologias de produção. **Rev Bras Reprod Anim**, v. 31, n. 3, p. 351-360, jul./set. 2007.

GOMES, L.C.; CHIPARI-GOMES, A.R.; LOPES, N.P.; ROUBACH, R.; ARAUJO LIMA, C.A.R. Efficacy of benzocaine as an anesthetic in juvenile tambaqui *Colossoma macropomum*. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 32, p. 426- 431, 2001.

GÓMEZ, G.; GUZMÁN, R.; CHACÓN, R. Parámetros reproductivos y poblacionales de *Lutjanus synagris* em el Golfo de Paria, Venezuela. **Zootec. Trop.**, v. 19, n. 3, p.335-357, 2001.

GRABDA, J. Observations on penetration of *Lernaeolophus sultanus* (Milne Edwards, 1840) (Lernaeoceridae) in organs of *Pneumatophorus colias* (Gmelin, 1788). **Acta Ichthyol. Piscat.** v. 2, n. 1, p. 115-125, 1972.

GRIMES, C.B. Reproductive biology of the Lutjanidae: a review. In: J.J. Polovina & S. Ralston, Eds. **Tropical snappers and groupers: biology and fisheries management**. Westview Press, Boulder, CO, USA. p. 239-294. 1987.

HAMAMOTO, S.; SHIGERU, K.; NOSAKA, K.; MANABE, S.; KASUGA, A.; IWATSUKI, Y. Reproductive Behavior, Eggs and Larvae of a Lutjanid Fish, *Lutjanus stellatus*, Observed in an Aquarium. **Japanese Journal of Ichthyology**. v. 39, n. 3, p. 219-228. 1992.

HAREL, M., TANDLER, A., KISSIL, G.Wm., APPLEBAUM, S. The kinetics of nutrient incorporation into body tissues of gilthead sea bream *S. aurata* females and subsequent effects on egg composition and egg quality. **Br. J. Nutr.** v. 72, p. 45-58, 1994.

HARVEY B.; CAROLSFELD, J. **Induced Breeding in Tropical Fish Culture**. Ottawa. IDRC, Canadá, 1993. 145 p.

HASTEY, R.P.; PHELPS, R.P.; DAVIS, D.A. Cummins, K.A., Changes in free amino acid profile of red snapper *Lutjanus campechanus*, eggs, and developing larvae. **Fish Physiol. Biochem.** v. 36, p. 473-481, 2010.

HAWKINS, A. D.; ANTHONY, P. D. Aquarium design. In. A. D. Hawkins (Ed.), **Aquarium Systems**. London, Academic Press. Pp. 1-47. 1981.

HEAD, W. D.; WATANABE, W. O.; ELLIS, S. C.; ELLIS, E. P. Hormone induced multiple spawning of captive Nassau grouper broodstock. **Progressive Fish-Culturist**, v. 58, p. 65-69, 1996.

HEYMAN, W. D.; KIERFVE, B.; GRAHAM, R. T.; RHODES, K. L.; GARBUTT, L. Spawning aggregations of *Lutjanus cyanopterus* (Cuvier) on the Belize Barrier Reef over a 6-year period. **J. Fish Biol.**, v. 67, p. 83-101. 2005.

HO, J.S.; HONMA, Y. *Lernaeolophus aceratus*, a New Species of Copepod Parasitic on Rainbow fish from the Sea of Japan, with Notes on Food and Feeding. **Journal of Crustacean Biology**, v. 3, n. 2, p. 321-328. 1983.

HOWELL, R.A; BERLINSKY, D. L.; BRADLEY, T. M. The effects of photoperiod manipulation on the reproduction of black sea bass, *Centropristis striata*. **Aquaculture**, v. 218, p. 651-669, 2003.

IBAMA. **Boletim estatístico da pesca marítima e estuarina do Nordeste do Brasil – 2005**. Centro de Pesquisa e Gestão dos recursos Pesqueiros do Litoral Nordeste – 2005, 217 p., Tamaracé: CEPENE, 2007.

IBARRA-CATRO L.; DUMAS, S.; DUNCAN, N. Gonadal development and LHRHa induced spawning in female spotted rose snapper *Lutjanus guttatus*. In: 5 Int. Symp. **Fish Endocrinol.**, September 4-9, Castellon, Espana. 2004.

IBARRA-CASTRO L., ALVAREZ-LAJONCHERE, L., GnRHa-induced Multiple Spawns and Volition Spawning of Captive Spotted Rose Snapper, *Lutjanus guttatus*, at Mazatlan, Mexico. **Journal of the World Aquaculture Society**. v. 42, n. 4, 2011.

IBARRA-CASTRO L., ALVAREZ-LAJONCHERE, L., Improved Induced-Spawning Protocol for the Spotted Rose Snapper (*Lutjanus guttatus*). **The Israeli Journal of Aquaculture**, v. 61, n. 2, p. 121-133, 2009.

IBARRA-CASTRO L.; DUNCAN N.J. GnRHa-induced spawning of wild-caught spotted rose snapper *Lutjanus guttatus*. **Aquaculture**, v. 272, p. 737-746, 2007.

IMSLAND, A. K.; JONASSEN, T. M. Growth and age at first maturity in turbot and halibut reared under different photoperiods. **Aquaculture International**. v. 11, p. 463–475, 2003.

INOUE, L. A. K. A., AFONSO, L. O. B., IWAMA, G. K.; MORAES, G. Effects of clove oil on the stress response of matrinxã (*Brycon cephalus*) subjected to transport. **Acta Amazônica**, v. 35, n. 2, p. 289-295, 2005.

ISAACS, G. **Permanent local anaesthesia and anhidrosis after clove oil spillage**. Oxford: Lancet, 1983. 882 p.

ITOH, H., SUZUKI K., KAWAUCHI, H. The complete amino acid sequences of α . Subunits of Chum salmon gonadotropins. **Gen Comp Endocrinol**, v. 78, p. 56-65, 1990.

IVERSEN, M.; FINSTAD, B.; MCKINLAY, R. S.; ELIASSEN, R. A. The efficacy of metomidate, clove oil, AQUI-Sand Benzoak as anaesthetics in Atlantic salmon (*Salmo salar* L.) smolts, and their potential stress-reducing capacity. **Aquaculture**, v. 221, p. 549-566, 2003.

IZQUIERDO, M. S.; FERNÁNDEZ-PALÁCIO, H.; TACON, A. G. J. Effect of broodstock nutrition on reproductive performance of fish. **Aquaculture**, v.197, n. 1-4, p. 25-42. 2001.

IZQUIERDO, M., FERNANDEZ-PALACIOS, H. Nutritional requirements of marine fish larvae and broodstock. **Cah. Options Mediterr**. 22, 243–264. 1997.

JAMES, C. M. Technology for marine fish hatchery. In: B. Krishnamoorthi, K. N. Krishnamoorthy, P. T. Meenakshisundaram and K. N. Nayar (Eds), **Proceedings of the Seminar on Fisheries a Multibillion Dollar Industry**, Madras, India, p. 88-100. Aug. 1996.

KING, H.R.; PANKHURST, N.W. Additive effects of advanced temperature and photoperiod regimes and LHRHa injection on ovulation in Atlantic salmon (*Salmo salar*). **Aquaculture**, v. 273, p. 729-738, 2007.

KINSEY, W.H.; SHARMA, D.; KINSEY, S.C. Fertilization and egg activation in fishes. In: Babin, P.J., Cerdá, J., Lubzens, E. (Eds.), **The Fish Oocyte: From Basic Studies to Biotechnological Applications**. Springer, The Netherlands, pp. 397-410. 2007.

KJØRSVIK, E., Egg quality in wild and broodstock cod *Gadus morhua* L. J. **World Aquac. Soc.**, v. 25, p. 22-29, 1994.

KJØRSVIK, E., MANGOR-JESEN, A., HOLMEFJORD, I. Egg quality in fishes. **Advances in Marine Biology**, Academic Press, London, v. 26, p. 71-113. 1990.

LABBE, C.; LOIR, M.; KAUSHIK, S.; MAISSE, G. The influence of both rearing and dietary lipid origin on fatty acid composition of spermatozoan polar lipids in rainbow trout *Oncorhynchus mykiss*. Effect on sperm cryopreservation tolerance. Fish Nutrition in Practice, Biarritz France, June 24–27, 1991. Ed. INRA, Paris 1993 **Les Colloques**, v. 61, p.49-59, 1993.

LAHNSTEINER, F.; PATARNELLO, P. Egg quality determination in the gilthead seabream, *Sparus aurata*, with biochemical parameters. **Aquaculture**, v. 237, p. 443-459, 2004.

LAM T.J., Induced spawning in fish. In : C.S. Lee and I.C. Liao, editors. **Reproduction and culture of milkfish**. The Oceanic Institute, HI, and Tungking Marine Laboratory, Taiwan. pp 14-56. 1985.

LAM T.J.; MUNRO, A.D. Environmental control of reproduction in teleosts : an overview In: D.R. Idler, L.W. Crim, and J.M. Walsh, editors. **Proceedings of the Third International Symposium on Reproductive Physiology of Fish**. MSRL Memorial Univ. of Newfoundland. St. John's Newfoundland, Canada. . pp. 279-288.1987.

LEONARDO, A.F.G. **Indução à maturação final, ovulação e fertilização do cachara, *Pseudoplatystoma fasciatum*, em cativeiro**. 2003. 41 p. Dissertação (Mestrado em Aquicultura.) - Centro de Aquicultura da UNESP, Jaboticabal, 2003.

LEU, M.Y.; FANG, L.S.; CHEN, I. H. Natural spawning and rearing of mangrove red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, larvae in captivity. **The Israeli Journal of Aquaculture**, v. 55, n. 1, p. 22-30. 2003.

LIAO, I. C.; SU, H. M.; CHANG, E. Y. Techniques in finfish larviculture in Taiwan. **Aquaculture**, v. 200, p. 1-31, 2001.

LIM L.C.; CHEONG L.; LEE, H.B.; HENG, H.H. Induced breeding studies of the John's snapper *Lutjanus johnii* (Bloch) in Singapore. **Singapore Journal of Primary Industries**, v. 13, n. 2, p.70-83. 1985.

LIM, H. S.; CHAO, T. M. The spontaneous spawning of mangrove red snapper *Lutjanus argentimaculatus* in net cages. **Singapore Journal of Primary Industries**, v. 21, n. 2, p. 86-91, 1993.

LINARES-CASENAVE, J.; VAN EENENNAAM, J. P.; DOROSHOV, S. I. Ultrastructural and histological observations on temperatureinduced follicular ovarian atresia in the white sturgeon. **J. Appl. Ichthyol.** v. 18, p. 382-390. 2002.

MAGALHÃES, I.; LEDRICH, M.; PIHAN, J. C.; FALLA, J. One-step, nondenaturing purification method of carp (*Cyprinus carpio*) vitellogenin. **Journal of Chromatography B**, v. 799. p. 87-93. 2004.

MAKINO, N.; UCHIYAMA, M.; IWANAMI, S.; TOHYAMA, T.; TANAKA, M. Developmental changes in multiple oil globules of Japanese sea bass eggs. **Nippon Suisan Gaikkashi**, v. 65, n. 2, p. 268-277, 1999.

MANSOUR, N.; LAHNSTEINER, F.; BERGER, B. Characterization of the testicular semen of the African catfish, *Claria gariepinus* (Burchell, 1822), and its shortterm storage. **Aquat. Res.** v. 35, p. 232-244, 2004.

MARIN, M. G.; MATOZZO, V. Vitellogenin induction as a biomarker of exposure to estrogenic compounds in aquatic environments. **Marine Pollution Bulletin**, v. 48, p. 835-839, 2004.

MARKING, L.L.; MEYER, F.P. Are better anaesthetics needed in fisheries? *Fisheries*, v. 10, p. 2-5, 1985.

MARŠIĆ-LUČIĆ, J.; MLADINEO, I.; TUDOR, M. Comparative effectiveness of 2phenoxyethanol and propiscin as anesthetics for juvenile sea bass *Dicentrarchus labrax* L. **Aquaculture International**, v.13, p.543-553, 2005.

MARTINS, M. L.; MORAES, F. R.; MORAES, J. R. E.; MALHEIROS E. B. Falha na resposta do cortisol ao estresse por captura e por carragenina em *Piaractus mesopotamicus* Holmberg, 1887 (Osteichthyes: Characidae). **Acta Scientiarum**, v. 22, n. 2, p. 545-552, 2000.

MÉNDEZ, F. **Contribución al estudio de la biología y la pesquería del pargo guanapo, *Lutjanus synagris* Linnaeus, 1758 (Pises: Lutjanidae), en el Parque Nacional Archipiélago de Los Roques, Venezuela.** Tesis Universidad Central de Venezuela, 103 p., Caracas, 1989.

MILLARES, N.; BORRERO, M.; DAMAS, T. & GONZÁLES, E. Desove Inducido em la Biajaiba (*Lutjanus synagris*, Linné, 1758). **Rev. Cub. Inv. Pesq.**, v.4, n.1, p. 1-20. 1979.

MILLS, L. J.; GUTJAHR-GOBELL, R. E.; HOROWITZ, D. B.; DENSLOW, N. D.; CHOW, M. C.; ZAROOGIAN, G. E. Relationship between reproductive success and male plasma vitellogenin concentrations in cunner, *Tautoglabrus adspersus*. **Environmental Health Perspectives**, v. 111, n. 1, 2003.

MING-YIH L., CHEN I-HUI, FANG LEE-SHING. Natural spawning and rearing of mangrove red snapper, *lutjanus argentimaculatus*, larvae in captivity. **The Israeli Journal of Aquaculture**, v. 55, n. 1, p. 22-30, 2003.

MINTON, V. R.; HAWKE, J. P.; TATUM, W. M. Hormone induced spawning of red snapper *Lutjanus campechanus*. **Aquaculture**, v. 30, p. 363-368, 1983.

MIRANDA L. A.; SOMOZA G. M. Spawning induction of pejerrey *Odontesthes bonariensis* in captivity using sustained-release gonadotropin releasing hormone agonist implants. **Aquaculture Research**, v. 41, p. 129-134, 2009.

MIURA, T.; MIURA, C. I. Molecular control mechanisms of fish spermatogenesis. **Fish Physiol. Biochem.** v 28, p. 181-186, 2003.

MONCAUT, N.; L.O NOSTRO, F.; MAGGESE, M.C. Vitellogenin detection in surface mucus of the South American cichlid fish *Cichlasoma dimerus* (Heckel,1840) induced by estradiol-17 β . Effects on liver and gonads. **Aquatic Toxicology**, v. 63, p. 127-137, 2003.

MORETTI, A.; PEDINI FERNANDEZ-CRIADO, M.; CITTOLIN, G.; GUIDASTRI, R. **Manual on Hatchery Productions of Seabass and Gilthead Seabream.** Rome: FAO, 1999. 194 p.

MOUSA, S. A.; MOUSA, M.A. Involvement of corticotropin-releasing factor and adrenocorticotropic hormone in the ovarian maturation, seawater acclimation, and induced spawning of *Liza ramada*. **Gen. Comp. Endocrinol.** v. 146, p. 167-179, 2006.

MPA - Ministério da Pesca e Aquicultura do Brasil - **Boletim estatístico da Pesca e Aquicultura** - Brasil 2010, Brasília: MPA, 2012. 129 p.

MUHLIA-MELO, A.; GUERRERO-TORTOLERO, D. A.; PEREZ-URBIOLA, J. C.; CAMPOS-RAMOS, R. Results of spontaneous spawning of yellow snapper (*Lutjanus argentiventris* Peters, 1869) reared in inland ponds in La Paz, Baja California Sur, México. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 28, p. 511-512, 2003.

MUNIZ, J.A.S.M; CATANHO, M. T. J. A.; SANTOS, A. J. G. Influência do fotoperíodo natural na reprodução induzida do tambaqui, *Colossoma macropomum* (CUVIER, 1818) **B. Inst. Pesca, São Paulo**, v. 34, n. 2, p. 205-211, 2008.

MUÑOZ, M. C. **Aspectos sobre la reproducción artificial de peces marinos**. Santa Marta: Universidad del Magdalena, Colombia. 2003.

MYLONAS, C. C.; FOSTIER, A.; ZANUY, S. Broodstock management and hormonal manipulations of fish reproduction. **General and Comparative Endocrinology**. 1-19. Mar. 2009.

MYLONAS, C.C., WOODS III, L.C., THOMAS, P., SCHULZ, R.W., ZOHAR, Y. Hormone profiles of captive striped bass (*Morone saxatilis*) during spermiation, and longterm enhancement of milt production. **J. World Aquat. Soc.**, v. 29, p. 379-392, 1998.

MYLONAS, C.C.; MAGNUS, Y.; GISSIS, A.; KLEBANOV, Y.; ZOHAR, Y. Reproductive biology and endocrine regulation of final oocyte maturation of captive white bass. **J. Fish Biol.**, v. 51, p. 234-250, 1997a.

MYLONAS, C.C.; PAPADAKI, M.; PAVLIDIS, M.; DIVANACH, P. Evaluation of egg production and quality in the Mediterranean red porgy (*Pagrus pagrus*) during two consecutive spawning seasons. **Aquaculture**, v. 232, p. 637-649, 2004.

MYLONAS, C.C.; SCOTT, A.P.; VERMEIRSSSEN, E.L.M.; ZOHAR, Y. Changes in plasma gonadotropin II and sex steroid hormones, and sperm production of striped bass after treatment with controlled-release gonadotropin-releasing hormone agonist-delivery systems. **Biol. Reprod.**, v. 57, p. 669-675, 1997b.

MYLONAS, C.C.; SIGELAKI, I.; DIVANACH, P.; MAÑANOS, E.; CARILLO, M.; AFONSO-POLYVIOU, A. Multiple spawning and egg quality of individual European sea bass (*Dicentrarchus labrax*) females after repeated injections of GnRH α . **Aquaculture**, v. 221, p. 605-620, 2003.

MYLONAS, C.C.; ZOHAR, Y. Endocrine regulation and artificial induction of oocyte maturation and spermiation in basses of the genus *Morone*. **Aquaculture**, v. 202, p. 205-220, 2001.

NAGAHAMA Y. The functional morphology of teleosts gonads. In: Hoar WS, Randall DJ, Donaldson E M, (Ed.). *Fish physiology*. London: **Academic Press**, v. 9A, p. 223-264, 1983.

NAVARRO, R. D.; NAVARRO, F. K. S. P.; SEIXAS-FILHO, J. T.; RIBEIRO-FILHO, O. P. Nutrição e alimentação de reprodutores de peixes. **Revista Augustus**, Ano 15, n. 30, ago. 2010.

NAVAS, J.M., BRUCE, M., TRUSH, M., FARNDALE, B.M., BROMAGE, N., ZANUY, S., CARRILLO, M., BELL, J.G., RAMOS, J. The impact of seasonal alteration in the lipid composition of broodstock diets on egg quality in the European sea bass. **J. Fish Biol.**, v. 51, p. 760-773, 1997.

NÓBREGA, M.F., LESSA, R., SANTANA, F. M. **Peixes Marinhos da Região Nordeste do Brasil**. (Programa Revizee – Score Nordeste). Ed. Martins & Cordeiro. 2009. p 130.

OGLE, J.T.; LOTZ, J.M. Characterization of an experimental indoor larval production system for red snapper. *N. Am. J. Aquaculture*, v. 68, p. 86-91, 2006.

OKUMURA, S., OKAMOTO, K., OOMORI, R., SATO, H., NAKAZONO, A. Improved fertilization rates by using a large volume spawning tank in red spotted grouper (*Epinephelus akaara*). **Fish Physiol. Biochem.**, v. 28, p. 515-516, 2003.

ORMOND, J.G.P.; MELLO, G.A.T. de; FERREIRA, P.R.P.; LIMA, C.A. de O. A carcinicultura brasileira. **BNDES Setorial**, n.19, p. 91-118. 2004.

PANKHURST, N. W.; THOMAS, P. M. Maintenance at elevated temperature delays the steroidogenic and ovulatory responsiveness of rainbow trout *Oncorhynchus mykiss* to luteinizing hormone releasing hormone analogue. **Aquaculture**, v. 166, p. 163-177, 1998.

PAPANIKOS, N. **Egg quality of red snapper *Lutjanus campechanus*, significance of spawning method, and broodfish nutrition**. Ph.D. dissertation, Auburn University, Auburn, AL, 183 pp. 2004.

PAPANIKOS, N.; PHELPS, R. P.; DAVIS, D. A.; FERRY, A. MAUS, D. Spontaneous spawning of captive red snapper, *Lutjanus campechanus*, and dietary lipid effect on reproductive performance. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 39, n. 3, p. 324-338, jun. 2008.

PAPANIKOS, N.; PHELPS, R. P.; WILLIAMS, K.; FERRY, A; MAUS, D. Egg and larval quality of natural and induced spawns of red snapper, *Lutjanus campechanus*. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 28, p. 487-488, 2003.

PATIÑO, R.; SULLIVAN, C.V. Ovarian follicle growth, maturation, and ovulation in teleost fish. **Fish Physiology and Biochemistry**, v. 26, n. 57-70, 2002.

PEREGRINO-JUNIOR., R. B. **Formação e manejo de um plantel de reprodutores do beijupirá (*Rachycentron canadum*) em Pernambuco**. 2009. Dissertação (Mestrado em Recursos Pesqueiros e Aquicultura) - Universidade Federal Rural de Pernambuco, Recife, 2009.

PETERSSON, J.; JÄRVI, T. 'False orgasm' in female brown trout: trick or treat? **Anim. Behav.**, v. 61, p. 497-501, 2001.

PHELPS, R. P.; PAPANIKOS, N.; BOURQUE, B. D.; BUENO, F. T.; HASTEY, R. P.; MAUS, D. L.; FERRY, A.; DAVIS, D. A. Spawning of red snapper (*Lutjanus campechanus*) in response to hormonal induction or environmental control in a hatchery setting. **Reviews in Fisheries Science**, v. 17, n. 2, p.149-155, jul. 2009.

PHELPS, R. P.; VEVERICA, K. L.; WEYERS, R. S., DUFFY, J. J. **Induced spawning of the red snapper, *Lutjanus campechanus*, using three different hormone treatments**. Thailand:World Aquaculture Society Meeting, Bangkok, 1996.

POLI, C. R. POLI, A. T. B. **Aquicultura: Experiências brasileiras**. Florianópolis: Editora Multitarefa, 2004. 455 p.

PTASZYNSKA, M. **Compêndio de Reprodução Animal**. Intervet, 2007, 383 p.

RABALAIS, N. N. RABALAIS, S. C.; ARNOLD, C. R. Description of egg and larvae of laboratory reared gray snapper, *Lutjanus griseus* (Linnaeus) (Pisces, Lutjanidae). **Bull. Mar. Sci.**, v.30, p.515-52', 1980.

REZENDE, S. M.; FERREIRA, B. P.; FRÉDOU, T. A pesca de lutjanídeos no Nordeste do Brasil: histórico das pescarias, características das espécies e relevância para o manejo. **Boletim Técnico Científico do CEPENE**, v. 11, n. 1, p. 257-270, 2003.

RILEY, C. M.; HOLT, G. J.; ARNOLD, C.R. Growth and morphology of larval and juvenile captive bred yellowtail snapper, *Ocyurus chrysurus*. **Fish Bull.**, v. 93, n. 1, p. 179-185, 1995.

RIVERA-ARRIAGA, E.; LARA-DOMÍNGUEZ, A.; RAMOSMIRANDA, J.; SÁNCHEZ-GIL, P.; YÁNEZ-ARANCIBIA, A. Ecology and population dynamics of *Lutjanus synagris* on Campeche Bank. **ICLARM**, n. 48, p.11-18, 1996.

RODRIGUES, M. M. Alimentação do ariacó, *Lutjanus synagris* Linnaeus, do Estado do Ceará (Brasil). **Arquivos de Ciências do Mar**, v. 14, n.1, p. 61-62, jun, 1974.

RODRÍGUEZ-PINO, Z. Estudios estadísticos y biológicos sobre la biajaiba (*Lutjanus synagris*). **Cent. Invest. Pesq., Notas Invest.**, v. 4, p. 1-92, 1962.

ROSS, L. G.; ROSS, B. **Anaesthetic and sedative techniques for aquatic animals**. 3. ed. Oxford: Blackwell Science, 2008. 236 p.

ROUBACH, R.; CORREIA, E.S.; ZAIDEN, S.; MARTINO R.C.; CAVALLI, R.O. Aquaculture in Brazil. **World Aquaculture**, v. 34, n. 1, p. 28-35, 2003.

ROUBACH, R.; GOMES, L. C. O uso de anestésicos durante o manejo de peixes. **Panorama da Aquicultura**, v. 66, p. 37-40, 2001.

ROUBACH, R.; GOMES, L. C.; FONSECA, F. A. L.; VAL, A. L. Eugenol as an efficacious anaesthetic for tambaqui, *Colossoma macropomum* (Cuvier). **Aquaculture Research**, v. 36, p. 1056-1061, 2005.

SALAZAR, J., ROSAS, J., CABRERA, T., MILAN, J., JORY, D. Advances in the culture of the Lane snapper *Lutjanus synagris*. Aqua 2000. **European Aquaculture Society. Special Publication**, n. 28, 2000.

SÁMANO-ZAPATA, J.C., VEGA-CENDEJAS, M. E., DE SANTILLANA M. H. Alimentary ecology and trophic interaction of juveniles "Pargo mulato" (*L. griseus* Lineaus. 1758) and "Rubia" (*L. synagris*, Lineaus. 1758) from the Noroccidental coast of the Yucatán Península, México. **Proc. Gulf Carib. Fish. Inst.**, v. 50, p. 804-826,1998.

SAMPAIO, L.A.; TESSER, M.B.; WASIELESKY-JUNIOR, W. Avanços da maricultura na primeira década do século XXI: piscicultura e carcinocultura marinha. **Revista Brasileira de Zootecnia**, v. 39, supl. p.102-111. 2010.

SANCHEZ, D.C.O. **Desreguladores endócrinos na indução da vitelogenina em peixes nativos**. 2006. 55 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Biológicas) – Universidade Federal do Paraná, Curitiba, 2006.

SCHULZ, R. W.; MIURA, T. Spermatogenesis and its endocrine regulation. **Fish Physiol. Biochem.**, v. 26, p. 43-56. 2002.

SHERWOOD, N.M., WU, S. Developmental role of GnRH and PACAP in a zebra fish model. *Gen Comp Endocrinol.*, v. 142, p. 74-80, 2005.

SHIELDS, R.J.; BROWN, N.P.; BROMAGE, N.R. Blastomere morphology as a predictive measure of fish egg viability. *Aquaculture*, v. 155, p. 1-12, 1997.

SILVERSAND, C.; HYLLNER, S. J. E HAUX, C. Isolation, immunochemical detection, and observations of the instability of vitellogenin from four teleosts. *The Journal of Experimental Zoology*, v. 267, p. 587-597, 1993.

SINGHAGRAIWAN T; DOI M. Induced spawning and larval rearing of the red snapper, *Lutjanus argentimaculatus*, at the Eastern Marine Fisheries Development Center. *Thai Mar. Fish. Res. Bull.*, v. 4, p. 45-57, 1993.

SMS. Smithsonian Marine Station at Fort Pierce. **The Lane Snapper, *Lutjanus synagris***. 2012. Disponível em: <http://www.sms.si.edu/irlspec/Lutjan_synagr.htm>. Acesso em: 04 mar. 2012.

SOMOZA, G. M.; MIRANDA, L.A.; STROBL-MAZULLA, P.; GUILGUR, L.G. Gonadotropin-releasing hormone (GnRH): from fish to mammalian brains. *Cell Mol Neurobiol.*, v. 22, p. 589-609, 2002.

SOUSA JÚNIOR, V. B. de; SILVA, J. R. F.; SALLES, R. de. Análise ovariana do ariacó, *Lutjanus synagris* (Actinopterygii: Lutjanidae), e considerações sobre sua reprodução no estado do Ceará. *Arquivos de Ciências do Mar*, v, 41, n. 1, p. 90-97, 2008.

STACEY, N. Hormones, pheromones and reproductive behavior. *Fish Physiol. Biochem.*, v. 28, p. 229-235, 2003.

SUAREZ-MORALES, E.; HO, J.S. *Lernaeolophus sultanus* (Nordman, 1864) (Copepoda), a parasite of *Lutjanus campechanus* (Poey) in the Gulf of Mexico. *Bull. Mar. Sci.*, v. 55, n. 1, p. 246-248, 1994.

SUZUKI, K., KAWAUCHI, H., NAGAHAMA, H. Isolation and characterisation of two distinct gonadotropins from chum salmon pituitary glands. *Gen. Comp. Endocrinol.*, v. 71, p. 292-301, 1988a.

SUZUKI, K., KAWAUCHI, H., NAGAHAMA, H. Isolation and characterization of subunits from two distinct salmon gonadotropins. *Gen. Comp. Endocrinol.*, v. 71, p. 302-306, 1988b.

TAMARU, C.S.; FITZGERALD, W. J.; SATO-JUNIOR, V. **Hatchery manual for the artificial propagation of Striped Mullet (*Mugil cephalus* L.)**. Guam Aquaculture Development and Training Center and The Oceanic Institute, Guam, 1993. 167 p.

TAVARES, L. E. R.; LUQUE, J. L.; BOTELHO-NETO, S. L. *Hatschekia quadrabdominalis* Yu, 1933 (Copepoda, Hatschekiidae), a parasite of *Priacanthus arenatus* (Cuvier, 1829) (Osteichthyes, Priacanthidae) in the Brazilian coast. *Rev. Bras. Zoociências*, v. 3, p. 129-131, 2001.

THOMPSON, R.; MUNRO, J. The biology, ecology and bionomics of Caribbean reef fishes; Lutjanidae (snappers). The biology, ecology, exploitation and management of Caribbean reef fishes, part 5d. *Univ. West Indies, Res. Rep. Zool. Dep.*, n. 3, 1974.

THORROLD, S. R.; HARE, J. A.. Application of otoliths to the study of coral reef fishes. In: Sale, P. F. (ed.) **Ecology of Coral Reef Fishes**, Academic Press. p. 243-264, 2002.

TUCKER-JUNIOR, J.W. **Marine Fish Culture**. Amsterdam: Kluwer Academic, 1998. 750 p.

TURANO, M. J.; DAVIS, D. A.; ARNOLD, C. R. Observations and techniques for maturations, spawning and larval rearing of the yellow tail snapper *Ocyurus chrysurus*. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 31, n. 1, mar. 2000.

TYLER, J.R., SUMPTER, J.P. Oocyte growth and development in teleosts. **Rev. Fish Biol. Fish.** v. 6, p. 287-318, 1996.

UN – United Nations. Disponível em: <http://esa.un.org/wpp/unpp/panel_population.htm>. Acesso em: 08 abr. 2012.

VALVERDE S.; BOZA-ABARCA J. Inducción al desove en hembras del pargo mancha, *Lutjanus guttatus* (Steindachner, 1869). **UNICIENCIA**, p. 65-69, 1999.

VAN HOUTTE, A. Establishing legal, institutional and regulatory framework for aquaculture development and management. In: **Aquaculture in the Third Millennium**. FAO, Rome, 2001, Part III, p. 103-120.

VERMEIRSEN, E.L.M.; SCOTT, A.P.; MYLONAS, C.C.; ZOHAR, Y. Gonadotrophinreleasing hormone agonist stimulates milt fluidity and plasma concentrations of 17,20b-dihydroxylated and 5b-reduced, 3a-hydroxylated C21 steroids in male plaice (*Pleuronectes platessa*). **Gen. Comp. Endocrinol.**, v. 112, p. 163-177, 1998.

VERMEIRSEN, E.L.M.; SHIELDS, R.J.; MAZORRA DE QUERO, C.; SCOTT, A.P. Gonadotrophin-releasing hormone agonist raises plasma concentrations of progestogens and enhances milt fluidity in male Atlantic halibut (*Hippoglossus hippoglossus*). **Fish Physiol. Biochem.**, v. 22, p. 77-87, 2000.

VIVEIROS, A. T. M.; FESSEHAYE, Y.; TER VELD, M.; SCHULZ, R. W.; KOMEN, J. Handstripping of semen and semen quality after maturational hormone treatments, in African catfish *Clarias gariepinus*. **Aquaculture**, v. 213, p. 373-386. 2002.

VIZZIANO, D.; FOSTIER, A.; LOIR, M.; LE GAC, F. Testis development, its hormonal regulation and spermiation induction in teleost fish. In: Alavi, S.M.H., Cosson, J., Coward, K., Rafiee, G. (Eds.). **Fish Spermatology**. Alpha Science International, Oxford, UK, p. 103–139. 2008.

WATANABE, T.; ARAKAWA, T.; KITAJIMA, C.; FUJITA, S. Effect of nutritional quality of broodstock diets on reproduction of red sea bream. **Bull. Jap. Soc. Sci. Fish.**, v. 50, p. 495-501, 1984.

WATANABE, T.; VASSALLO-AGIUS, R. Broodstock nutrition research on marine finfish in Japan. **Aquaculture**, v. 227, p. 35-61. 2003.

WATANABE, W. O.; ELLIS, E. P.; ELLIS, S. C.; CHAVES, J.; MANFREDI, C.; HAGOOD, R. W.; SPARSIS, M.; ARNESON, S. Artificial propagation of mutton snapper, *Lutjanus analis*, a new candidate marine fish species for aquaculture. **Journal of the World Aquaculture Society**, v. 29, n. 2, p. 176-187, jun. 1998.

WATANABE, W. O.; ELLIS, S. C.; CHAVES, J. Effects of Dietary Lipid and Energy to Protein Ratio on Growth and Feed Utilization of Juvenile Mutton Snapper *Lutjanus analis* Fed Isonitrogenous Diets at Two Temperatures. **Journal of The World Aquaculture Society**, v. 32, n. 1, 2001.

WATANABE, W. O.; ELLIS, S. C.; ELLIS, E. P.; HEAD, W. D.; KELLY, C. D.; MORIWAKE, A.; LEE, C. S.; BIENFANG, P. K.. Progress in controlled breeding of Nassau grouper (*Epinephelus striatus*) broodstock by hormone induction. **Aquaculture**, v. 138, p. 205–219, 1995.

YARON, Z., GUR, G., MELAMED, P., ROSENFELD, H., ELIZUR, A., LEVAVI-SIVAN, B. Regulation of fish gonadotropins. **Int Rev Cytol**; 225:131-185. 2003.

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

ZANUY, S.; CARRILLO, M.; MATEOS, J.; TRUDEAU, V.; KAH, O. Effects of sustained administration of testosterone in pre-pubertal sea bass (*Dicentrarchus labrax*). **Aquaculture**, v. 177, p. 21-35, 1999.

ZOHAR, Y. Fish reproduction: its physiology and artificial manipulation. In: Shilo, M., Sarig, S. (Eds.). **Fish Culture in Warm Water Systems: Problems and Trends**. CRC Press, Boca Raton, p. 65–119. 1989.

ZOHAR, Y.; MYLONAS, C. C.; Endocrine manipulations of spawning in cultured fish: from hormones to genes. **Aquaculture**, v. 197, n. 1-4, p. 99-136, 2001.