



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE AQUICULTURA

Reprodução e criação de larvas de tainha *Mugil liza* em laboratório

Florianópolis/SC
Novembro de 2016



UNIVERSIDADE FEDERAL DE SANTA CATARINA
CENTRO DE CIÊNCIAS AGRÁRIAS
DEPARTAMENTO DE AQUICULTURA

Daiane de Oliveira Costa

Reprodução e criação de larvas de tainha *Mugil liza* em laboratório

Relatório final de
estágio apresentado à
disciplina
AQI5240 Supervisor e
orientador Prof. Dr.
Vinicius Ronzani
Cerqueira.

Florianópolis/SC
Novembro de 2016

Resumo

As espécies do gênero *Mugil* pertencem à família Mugilidae, da ordem Perciformes e classe Actinopterygii, são encontradas desde o Sul da Flórida (EUA) até o Sul do Brasil seu ciclo de vida está ligado às regiões estuarinas. A tainha *Mugil liza* é muito consumida no Brasil, tradicionalmente na época de migração. Do ponto de vista da aquicultura, a *M. liza* é uma espécie de fácil manejo, rústica podendo ser cultivada tanto em mono ou policultivo. Este relatório tem como objetivo descrever os processos de reprodução e larvicultura da tainha *Mugil liza* em laboratório. Foram selecionados uma fêmea e dois machos, em seguida foi realizada a indução hormonal, após desova foi realizado a análise e contagem dos ovos em lupa e o desenvolvimento larval foi monitorado por fotos tiradas diariamente até o 45º dia.

Ocorreram duas desovas de forma natural aproximadamente 43 h após a primeira injeção hormonal, resultando no total de 1.635.319 ovos. Os ovos de *M. liza* são pelágicos, livres, esféricos, transparentes e apresentaram uma gota de óleo que auxilia na flutuação. As larvas eclodiram aproximadamente 54 h após a desova chegando num comprimento total (CT) de $\pm 7,69$ mm, pesando em média 0,03 g aos 45 dias. O desenvolvimento dos ovos e das larvas de *Mugil liza* cultivadas em laboratório ocorreu com grande similaridade, tanto na forma como no tempo, comparado ao de outras espécies do mesmo gênero e trabalhos realizados por outros autores, mostrando assim a possibilidade de se desenvolver o cultivo de *M. liza*, em laboratório.

Palavras chave: *tainha mugil liza; indução hormonal; desenvolvimentom larval*

Sumário

1	Introdução	5
1.1	Aquicultura Marinha no Brasil e no Mundo	5
1.2	Biologia da tainha (<i>M. liza</i>)	5
2	Objetivos	8
2.1	Objetivo Geral	8
2.2	Objetivos Específicos	8
3	Material e Métodos	9
3.1	Reprodutores	9
3.2	Indução de Desova	10
3.3	Larvicultura	11
4	Resultados	13
4.1	Desova	13
4.2	Larvicultura	14
5	Discussão	17
5.1	Desenvolvimento dos ovos	17
5.2	Desenvolvimento Larval	17
6	Conclusão	19
7	Referências Bibliográficas	20

| 1 Introdução

1.1 Aquicultura Marinha no Brasil e no Mundo

A piscicultura de espécies marinhas é uma atividade milenar que vem sendo desenvolvida desde 2000 a.C. na Indonésia, por volta do ano de 1400, há relatos de cultivo com juvenis de peixe-leite. O surgimento desta atividade foi imprescindível para o desenvolvimento de pesquisas e mercado ao longo dos anos, principalmente em países Asiáticos. Um exemplo disso é o Japão onde, em meados de 1960, algumas espécies marinhas começaram a ser produzidas em grande escala. A piscicultura marinha ainda é uma atividade recente, porém veio crescendo demasiado ao longo dos anos e tem potencial para se desenvolver ainda mais (CERQUEIRA, 2004).

Em 2014 a produção mundial aquícola chegou a um total de 73,8 milhões de toneladas, equivalendo a um valor estimado de 160.200 milhões de dólares - 49,8 milhões de toneladas correspondem a peixes de escama (99.200 milhões de dólares), sendo que a produção marinha representa apenas 6.302.631 milhões de toneladas, ou seja, 12.64% (FAO, 2016). Desta produção mundial destacam-se os seguintes países: Bangladesh, China, Egito, Índia e Vietnã que, juntos, representam um total de 45%.

No entanto, a produção aquícola no Brasil chegou a um total de 562, 5 toneladas, sendo que 474,3 t desta produção correspondem ao cultivo de peixes continentais e não há relatos da produção marinha (FAO, 2016). Sendo assim, podemos observar que no Brasil a piscicultura marinha ainda está limitada às iniciativas de pesquisa; contudo, há também uma estagnação dos estoques pesqueiros, além do crescimento populacional no litoral, aumento da demanda por peixes marinhos e um déficit no comércio de pescados no país, fatores estes que dificultam o desenvolvimento desta atividade (CERQUEIRA, 2001) e, portanto, é de fundamental importância o incentivo à piscicultura marinha brasileira.

1.2 Biologia e criação de Tainhas (*Mugil spp*)

As espécies do gênero *Mugil* pertencem à família Mugilidae, da ordem Perciformes e classe Actinopterygii. A espécie *Mugil liza* teve seu status taxonômico revisado por (Menezes, 2010) , na sua pesquisa sobre o Atlântico sul, e constatou que as tainhas *Mugil liza* e *Mugil platanus* são a mesma espécie, portanto a *M. platanus* foi renomeada como *M. liza*.

A *M. liza* (Figura 1) é encontrada desde o Sul da Flórida (EUA) até o Sul do Brasil (Figura 2). Seu ciclo de vida está ligado às regiões estuarinas em áreas tropicais, subtropicais e temperadas (BALDISSEROTTO, GOMES, 2013), formam cardumes e possuem hábitos migratórios. São peixes catádromos, ou seja, migram do rio ou estuário para o mar no momento da reprodução, eurialinos suportando grande variação de salinidade

e euritérmicos (3 a 36 °C). Na fase juvenil vivem em estuários, alimentando-se de plâncton; quando adultas são oceânicas, alimentando-se principalmente de bento, algas e detritos vegetais (CERQUEIRA, 2004).

Figura 1: Tainha *M. liza* Fonte: Fishbase



Figura 2: Mapa de distribuição da espécie *M. Liza*. Fonte: Fishbase



Seu cultivo já é realidade em alguns países, sendo o Egito o maior produtor de *Mugil cephalus*, seguido por Coreia do Sul e Taiwan, (FAO, 2011). No Brasil são muito populares e consumidas, tradicionalmente, na época de migração para a desova. A comercialização desta espécie é de extrema importância para as comunidades pesqueiras, sendo realizada de forma artesanal em todas as regiões costeiras do país (BALDISSEROTTO, GOMES, 2013 & CERQUEIRA, 2004). Além da carne, as ovas de tainha são bastante apreciadas fora do Brasil, em países como Espanha, Grécia ou Itália, onde são conhecidas como o caviar brasileiro.

Do ponto de vista da aquicultura, a *M. liza* é uma espécie de fácil manejo, rústica,

tem ampla tolerância à salinidade e temperatura, tem boa aceitação de dieta artificial, possui baixo teor de proteínas por ser uma espécie de baixo nível trófico e, além disso, sua criação pode ser feita em mono ou policultivo, tornando-se assim uma alternativa para a piscicultura marinha. Entretanto, sua criação se dá de forma experimental, sendo conduzida com juvenis retirados da natureza (BALDISSEROTTO, GOMES, 2013).

2. Objetivos

2.1 Objetivo Geral

Este relatório tem como objetivo descrever os processos de reprodução e larvicultura da tainha *Mugil liza* em laboratório.

2.2 Objetivos Específicos

- Descrever a manutenção de reprodutores e a indução hormonal.
- Descrever a técnica de criação e as diferentes fases de desenvolvimento de larvas em condições de laboratório até a fase juvenil.

3. Material e Métodos

O Estágio Supervisionado II foi conduzido no Laboratório de Piscicultura Marinha, situado na Barra da Lagoa, na cidade de Florianópolis, Santa Catarina, com supervisão e orientação do Prof. Dr. Vinicius R. Cerqueira. O LAPMAR faz parte da Estação de Maricultura junto ao Laboratório de Camarões Marinhos (LCM), Laboratório de Moluscos Marinhos (LMM) e ao Laboratório de Peixes Ornamentais Marinhos (LAPOM). A duração do estágio foi de 360 horas iniciado no dia 08 de agosto de 2016 com término no dia 27 de novembro 2016. Neste período foi acompanhada a rotina diária do laboratório, além do acompanhamento dos trabalhos com a reprodução em cativeiro da tainha *Mugil liza*.

3.1 Reprodutores

No dia 20/09 foi realizada a indução hormonal com reprodutores de tainha *M. liza* (selvagens) capturados entre abril e julho de 2014 na região de Laguna – SC e desde então mantidos em laboratório.

Os reprodutores ficaram em estufa, situada na área externa do laboratório (Figura 3), e mantidos num tanque cilíndrico feito de lona plástica, com capacidade de 8.000 L em sistema de fluxo contínuo com renovação de 300%. (Figura 4), com temperatura e fotoperíodo naturais. A alimentação era feita duas vezes ao dia até a saciedade, com a ração comercial Nutripiscis de 6 a 8 mm, constituído por 40% de proteína bruta e 1% de lipídio.

Figura 3: Estufa onde os reprodutores de *M. liza* eram mantidos



Figura 4: Tanque dos reprodutores de *M. liza*.



3.2 Indução de Desova

Para a indução da desova, primeiramente foram selecionados uma fêmea (Fem1), com 2,290 kg de massa e 62 cm de comprimento, dois machos, MCH1 e MCH2, com 1,310kg e 56 cm e 1,355kg e 51 cm, respectivamente. Os peixes foram anestesiados com benzocaína 70 ppm conforme protocolo (CEUA/UFSC protocolo PP0861).

Em seguida foi realizada a indução hormonal com os hormônios: extrato de pituitária de carpa (EPC), e análogo do hormônio liberador do hormônio luteinizante (LHRHa), seguindo a metodologia adaptada segundo Godinho (1993).

A fêmea recebeu a primeira dose hormonal (20 mg/kg de EPC) no dia 20/09 e, logo após, a (Fem1) e os machos foram transferidos para um tanque de 2000 L com um coletor de ovos acoplado na saída da água, com temperatura de 23 °C e salinidade 35 (Figura 5). Após 24h a fêmea recebeu a segunda dose hormonal (300 mg/kg de LHRHa) e os machos receberam uma dose com (150 mg/kg de LHRHa). Após a desova os ovos permaneceram no coletor por aproximadamente 12 h até o fechamento do blastômero. A análise e contagem dos ovos foram realizadas na lupa estereomicroscópio Leica EZ4 HD integrada à câmera digital (LAZ EZ versão 2.1 2012).

Figura 5: Tanque com coletor acoplado.



3.3 Larvicultura

Após as 12 h no coletor, foram transferidos em torno de 77 ovos embrionados por litro para um tanque circular com capacidade de 5000 L (Figura 6) com um fotoperíodo de 24 h, com dreno central, laterais de cor preta, e sistemas de aquecimento e aeração (Figura 7).

Figura 6: Tanque de larvicultura.



Figura 7: Sistema de aeração e aquecimento



Nos primeiros 10 dias após eclosão, o tanque de larvicultura ficou em sistema de “água verde”, ou seja, com a presença de algas, realizada neste trabalho com a pasta da

microalga *Nannochloropsis oculata*, a água até este período não foi renovada, com fotoperíodo de 24 h luz. A partir do 10º dia a água do tanque foi renovada diariamente entre 20 e 50 % do volume total e, a partir do 20º dia, o tanque de larvicultura foi mantido em fluxo contínuo (100 % do volume total por dia), com fotoperíodo de 12/12 h luz.

O controle de qualidade da água foi realizado todos os dias com medição da salinidade, medida por refratômetro, oxigênio por oxímetro (YSI pro 20), pH por phmetro digital (ysi pH 10A) e temperatura. O protocolo de alimentação utilizado durante a larvicultura foi baseado no trabalho de Yousef (2010).

O desenvolvimento larval foi monitorado por fotos tiradas diariamente até o 45º dia após a eclosão, utilizando uma lupa estereomicroscópio Leica EZ4 HD integrada à câmera digital, onde foi utilizado o programa (LAZ EZ versão 2.1 2012). Foi avaliado também o crescimento total (CT). Foram pesados cinco animais, utilizando balança eletrônica digital (precisão de 0,01 g). Foi observada também a pigmentação do olho, coloração e hábito alimentar.

4. Resultados

4.1 Desova

Ocorreram duas desovas de forma natural aproximadamente 43 h após a primeira injeção hormonal, resultando no total de 1.635.319 ovos.

Os ovos são pelágicos, livres, esféricos, transparentes e apresentaram uma gota de óleo que auxilia na flutuação (Figura 7) 10 h após a desova. Passadas 27 h após a desova o ovo já apresentava um embrião em formação inicial (Figura 8). Já com 51 h após a desova o embrião já estava totalmente formado (Figura 9).

Figura 7: Ovo com gota de óleo (10h)

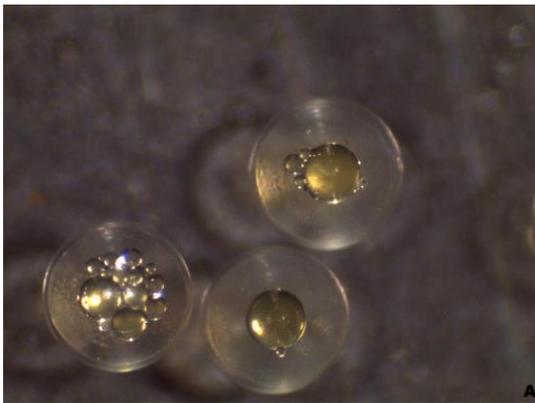


Figura 8: Ovo embrionado estágio inicial (27h)

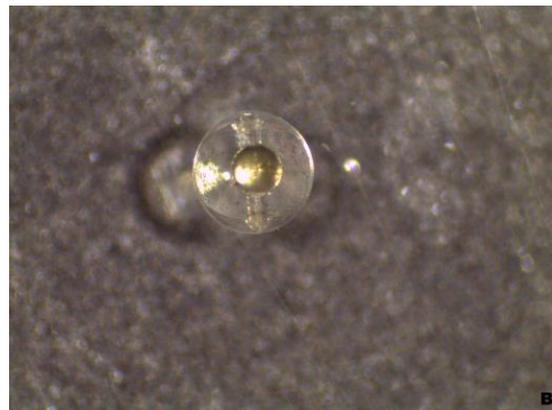
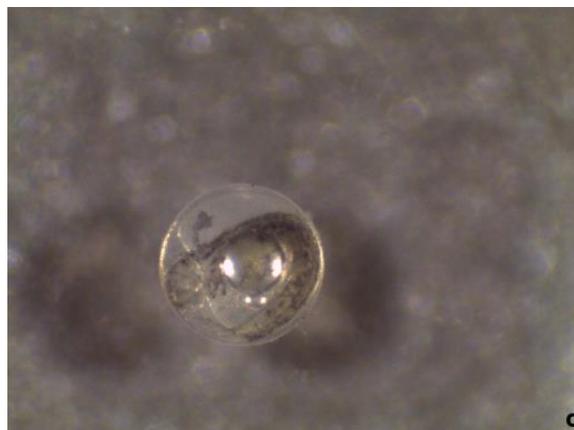


Figura 9: Embrião formado. (51h)



4.2 Larvicultura

As larvas eclodiram no dia 24/09 aproximadamente 54 h após a desova. Os parâmetros de qualidade da água durante a larvicultura foram: temperatura $22 \pm 0,83$ °C, salinidade $35 \pm 1,28$, oxigênio dissolvido $6,9 \pm 0,24$ mg/L e pH $8,67 \pm 0,08$.

Após a eclosão, em torno de 48 h, o saco vitelino juntamente com sua gota de óleo representava o maior volume da larva (Figura 10). Neste período as larvas consumiram o próprio saco vitelino como reserva alimentar, pois ainda não possuíam abertura da boca e os olhos não possuía pigmentação; nesta fase as larvas mediam $\pm 1,65$ mm. Passadas 51 horas da eclosão o saco vitelino reduziu-se, mas ainda eram bem visíveis, assim como a gota de óleo e o tubo digestivo, os olhos também tiveram um aumento, mas ainda não mostrava pigmentação; nesta fase as larvas mediam $\pm 2,40$ mm (Figura 11).

No 3º dia as larvas abriram a boca e começaram a se alimentar do rotífero *Brachionus plicatilis* (5-20/mL); a pigmentação do olho começou a aparecer, as reservas energéticas reduziram e as larvas estavam mais ativas, agrupando-se próximas à parede do tanque na superfície da água; seus comprimentos eram de $\pm 2,56$ mm (Figura 12). No 6º dia os olhos estavam bem pigmentados, o conteúdo do trato digestivo era visível e aos poucos a pigmentação se tornou mais evidente; seus comprimentos chegaram a $\pm 2,99$ mm. Seus movimentos eram bem sincronizados e ocorria o ataque às presas próximo à superfície da água e perto das paredes do tanque (Figura 13).

A partir do 11º dia as larvas consumiram por completo a gota de óleo; apresentavam olhos pigmentados, mediam $\pm 3,81$ mm e foram introduzidos na alimentação náuplios de *Artemia sp.* (0,25-1/mL), (Figura 14). No 19º observou-se uma coloração alaranjada no todo digestivo devido a ingestão de metanáuplio de *Artemia sp.* (1 -5/mL), (Figura 15) enriquecido com ácidos graxos (Red Pipper), composto por: água, óleos purificados, algas e ácido araquidônico. Aos poucos foi feito o desmame, ou seja, a transição do alimento vivo para o alimento inerte, e foi ofertada ração comercial 300 a 500 μ m (INVE Aquaculture Inc., Bélgica) com 50% de proteína bruta e a granulometria ajustada com o desenvolvimento da larva. Nesta fase todas as larvas apresentam notocorda flexionada medindo $\pm 4,70$ mm.

Após o 25º dia as larvas começaram a adquirir características dos adultos como formação de nadadeira caudal, pigmentação prateada uniforme, comportamento dinâmico, natação ativa, comprimento médio de $\pm 6,8$ mm (Figura 16); neste período ainda foram ofertados metanáuplio de *Artemia sp.* e ração. A partir 30º dia ficou bastante evidente uma

heterogeneidade no crescimento, pois não houve canibalismo na larvicultura e a pigmentação foi o processo que mais se destacou, medindo $\pm 7,30$ mm (Figura 17). A partir do 35º dia as larvas foram alimentadas exclusivamente de ração. No 45º dia os indivíduos apresentavam características de adulto, medindo $\pm 7,69$ mm, pesando em média 0,03 g; nadavam em cardume com movimentos circulares pelo tanque.

Figura 10: Larva 48 horas após eclosão. (40X)



Figura 11: Larva 51 horas após eclosão. (30X)



Figura 12: Larva 3 dias após eclosão(40X)



Figura 13: Larva 6 dias após eclosão. (35X)

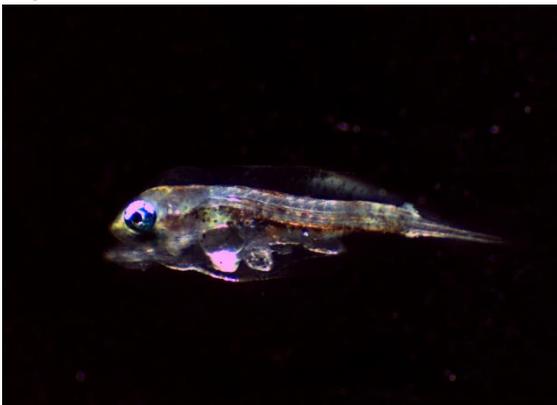


Figura 14: 11 dias após eclosão (20 X)

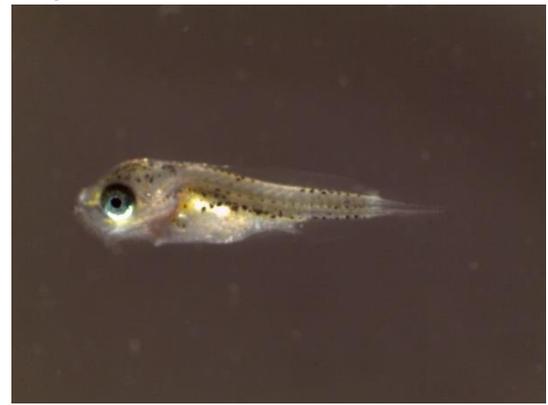


Figura 15: 19 dias após eclosão (12X)

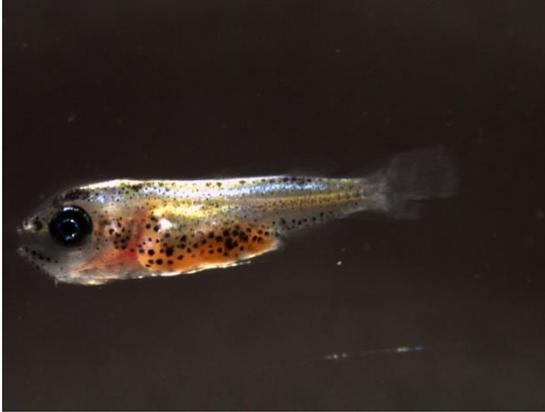


Figura 16: 25 dias após eclosão. (8X)

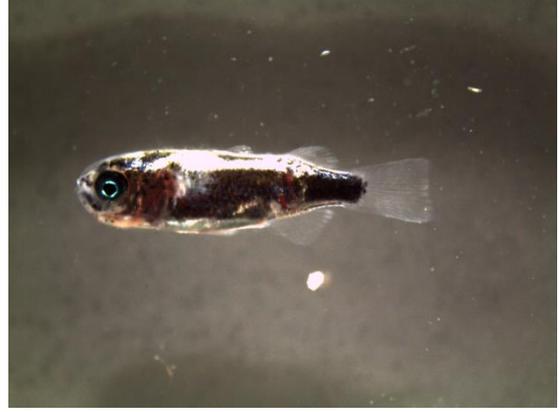


Figura 17: 30 dias após eclosão. (8X)



Figura 18: 45 dias após eclosão. (8X)



5. Discussão

5.1 Desenvolvimento do Ovo

Os ovos de *M. liza* se assemelham muito aos de outras espécies deste gênero como *M. curema*, *M. rubrioculus*, *M. curvidens* e *M. brevisrostris* (MENEZES, 2010), cujos ovos são esféricos, flutuantes, com uma única gota de óleo no centro, com membrana translúcida e lisa (MONTEIRO RIBAS & BONECKE, 2001).

Benetti & Fagundes (1980) reportam que a eclosão dos ovos varia de acordo com temperatura e salinidade, quanto mais baixa forem ambas maior será o tempo de incubação. Ovos de *M. brasiliensis* incubados a uma temperatura de 23 °C e salinidade de 36 eclodiram 46 h após a fertilização. O tempo de eclosão observado no presente trabalho foi de 54 h após a fecundação, visto que, nesse caso, a salinidade estava mais baixa, a 35. Os demais estágios de desenvolvimento dos ovos evoluíram de modo semelhante, a temperatura também se manteve a 23 °C. Monteiro-Ribas & Bonecke (2001) observaram um tempo de eclosão de 47 h para *M. liza* em temperaturas de 23 a 25 °C.

5.2 Desenvolvimento Larval

O desenvolvimento larval de *M. liza* apresentou resultados bastante semelhantes ao encontrado por Monteiro Ribas & Bonecke (2001), que obtiveram larvas de *M. liza* com comprimento total variando entre 2,47 – 2,64 mm, aproximadamente 47 h após a fertilização, com temperatura em torno de 25°C. As larvas apresentavam corpo alongado, sem pigmentação nos olhos e a abertura de boca se deu no terceiro dia. No presente trabalho a temperatura foi mais baixa, porém o crescimento foi bem parecido assim como o tempo em relação à abertura da boca. Ainda segundo os mesmos autores, a fase larval de *M. liza* é concluída com aproximadamente 29 dias, com comprimento médio de 6.21 mm, resultados similares também percebidos neste trabalho, os indivíduos no 30º dia já se assemelhavam aos adultos medindo $\pm 7,30$ mm.

De acordo com Yamanaka (1991), a larvicultura de tainha *M. liza* em fase inicial é realizada em sistema de água verde com microalga *Nannochloropsis oculata*, a primeira alimentação é realizada com rotíferos *Brachionus plicatilis*, que são ofertados no quarto dia e a substituição por náuplios de *Artemia sp* pode ser realizada após o 24º dia da eclosão. Neste trabalho o sistema de cultivo foi bem semelhante, porém o rotífero foi ofertado no terceiro dia, pois as larvas já possuíam abertura de boca, enquanto náuplio de *Artemia sp* e

metanaúplio enriquecido com ácidos graxos foram ofertados do 11^o ao 30^o dia - este adiantamento melhorou o valor nutricional e, conseqüentemente, aprimorou a qualidade da larva. Já Galvão (1997), manteve a alimentação de larvas com rotíferos e *N. oculata* até o 40^o dia, acrescentando náuplios de *Artêmia sp.* do 20^o ao 60^o dia. A substituição do alimento vivo por dietas inertes pode ser realizada com a co-alimentação de ração a partir do 25^o dia após a eclosão (GODINHO, 2005). Galvão (1997) realizou esta transição a partir do 40^o dia, oferecendo uma dieta microparticulada de 400 µm com 40% de proteína bruta. Neste presente trabalho a substituição ocorreu de forma parecida ao 30^o dia com uma dieta microparticulada de 300 a 400 µm. A baixa atividade enzimática durante a fase larval é outro fator que dificulta a utilização de ração desde as primeiras fases de desenvolvimento (GALVÃO, 1997).

6 Conclusão

O desenvolvimento dos ovos e das larvas de *Mugil liza* cultivadas em laboratório ocorreu com grande similaridade, tanto na forma como no tempo, comparado ao de outras espécies do mesmo gênero e trabalhos realizados por outros autores, mostrando assim a possibilidade de se desenvolver o cultivo de *M. liza*, desde o ovo até o juvenil.

Os resultados obtidos representam um passo importante para a avaliação seguinte quanto à fase juvenil. Vale ressaltar que a *M. liza* tem um grande potencial para ser cultivada comercialmente, porém mais estudos são necessários para o estabelecimento da tecnologia de criação desta espécie.

Referências Bibliográficas

BALDISSEROTTO, B; GOMES, L.C. 2013. *Espécies nativas para piscicultura no Brasil*, UFMS: Santa Maria.

BENETTI, DD & EB Fagundes Neto. 1980. *Considerações sobre desova e alevinagem da tainha (Mugil liza Valenciennes, 1836) em laboratório*. Publ. Inst. Pesq. Mar. Brasil, 135 : 1-26.

CERQUEIRA, V. R. 2001. *Piscicultura Marinha no Brasil: perspectivas e contribuição ictiológica*. In: *Reunião Técnica sobre Ictiologia em Estuários*. Curitiba: Universidade Federal do Paraná, 5p.

CERQUEIRA, V. R. 2004. Cap. XV do Livro: *Aquicultura: experiências brasileiras*. (organizadores) POLI, C. R. et.al – Florianópolis, SC: Multitarefa, 369-406.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2016. *El estado Mundial de la Pesca y la Acuicultura*, 101p.

FAO – Food and Agriculture Organization of the United Nations. 2011. *Demand and supply of feed ingredients for farmed fish and crustaceans – Trend and prospects*. Rome, 102p.

GALVÃO M.S.N., YAMANAKA N., FENERICH – VERONI N. & PIMENTEL C. M. M (1997) *Estudos preliminares sobre enzimas produtivas da tainha Mugil platanus Gunther 1880 (Osteichthyes, Mugilidae) durante as fases larval e juvenil*. Boletim do Instituto de Pesca 24, 101-110.

GODINHO, H.M.; KAVAMOTO, E.T.; ANDRADE-TALMELLI, E.F.; SERRALHEIRO, P.C.S.; PAIVA, P.; FERRAZ, E.M. 1993. *Induced spawning of the mullet Mugilplatanus GUNTHER, 1880*, in Cananéia, São Paulo, Brazil. Boltim Instituto de Pesca, 20, 59-66.

GODINHO, HM. 2005. *Tainha*. Paginas 433-444 In: Baldisserotto, B, Lc Gomes, (org). *Espécies Nativas para piscicultura no Brasil*, UFSM Press. Santa Maria. 541- 559.

MENEZES, N.A.; OLIVEIRA, C.; NIRCHIO, M. *An old taxonomic dilemma: the identity of the western South Atlantic lebranche mullet (Teleostei: Perciformes: Mugilidae)*. Zootaxa 2519, 59-68, 2010.

MONTEIRO-RIBAS, WM & ACT BONECKE. 2001. *Artificial fertilization and develophment in laboratory of Mugil liza Valenciennes, 1836 Osteichyhyes, Mugilidae*. Bulletin of Marine Science, 8 (3) 427- 433.

YAMANAKA, N, MSN GALVÃO, JR OLIVEIRA, CMM PIMENTEL, S TANJI, RA SILVA, MC PORTELLA, NET ROJAS & ABUD 1991. *Larvicultura da tainha Mugil planatus em*

Cananéia, Sp. In: Encontro Nacional da Pesca e Aquicultura, Santos. Resumos...p.96

YOUSEF, O. M.; FATAH, A. A.; KRISHNA, K.; Minh, D. V.; HUNG, B. V. 2010. *Induced spawning and larvicultura of grey mullet, Mugilcephalus (Linnaeus 1758) in the Emirate of Aby Dhabi*. Marine Finfish_Aquaculture Network, 15, 41-43.