

PROCEDIMENTOS BÁSICOS PARA DESOVA INDUZIDA E OBTENÇÃO  
DE ALEVINOS DE PEIXES MUGILÍDEOS

Itamar de Paiva Rocha  
Empresa de Recursos Naturais-AL /NECIMAR-UFAL., Maceió - AL

**A B S T R A C T**

The present paper refer to the aspects associated with the induced spawning of mullets species (Family Mugilidae), presenting practical suggestions for the successful achievement of the fry production in laboratory.

Among the several considerations were principally discussed:(1) the physical structure of the laboratory, (2) the methods of catch, transportation and conditioning of the parents in tanks and aquariums, (3) the method of selection of the parents, (4) the hormones and dosages hormonal, (5) the spawning, fertilization and hatchery, (6) the larvae and fry rearing.

**I N T R O D U Ç Ã O**

Tendo em vista o potencial que os peixes da família Mugilidae representam para a exploração dos estuários e ambientes de água salobra e, considerando-se o fato desses peixes não reproduzirem naturalmente em ambientes confinados, vem-se realizando amplos estudos sobre seu processo reprodutivo, visando principalmente a obtenção de alevinos a partir da desova induzida em laboratório.

A reprodução de peixes mugilídeos, já foi obtida com relativo sucesso em vários países (U.S.A., INDIA, TAIWAN, etc) tendo sido amplamente reportada(Kuo et alii, 1974; Liao, 1975; Sebastian e Nair, 1975; Nash et alii, 1977).

No Brasil os peixes desta família desempenham importante papel tanto para economia da pesca artesanal como para a piscicultura estuarina praticada principalmente no Nordeste (Moura e Silva, 1976; Rocha e Okada, 1980; Rocha et alii 1981).

Em vista disso, estudos visando a produção de alevinos de Mugil brasiliensis vem sendo realizados no Brasil desde 1979, sendo as primeiras experiências reportadas por Benetti e Netto, (1980) e Andreatta et alii (1981). No entanto não se tem conseguido um completo sucesso no cultivo larval devido a deficiente infra-estrutura dos laboratórios para a produção de alimentos vivos, constituindo-se num fator limitante para obtenção de alevinos.

O presente trabalho aborda os principais aspectos relativos à desova induzida, apresentando sugestões práticas no sentido de contribuir para uma padronização dos métodos utilizados e orientar de forma simples e objetiva os procedimentos para obtenção de alevinos de peixes mugilídeos em laboratório.

### ESTRUTURA FÍSICA

O sucesso na realização da desova induzida e posterior obtenção de alevinos de peixes mugilídeos, está diretamente relacionado com as condições de infraestrutura do laboratório e com a disponibilidade de reprodutores sexualmente maduros.

As primeiras experiências de desova artificial desses peixes foram realizadas com reprodutores capturados no mar, no estágio de pré-desova, nos quais empregou-se o método de extrusão para obtenção dos produtos sexuais e posterior fertilização artificial (Anderson, 1957; Yang e Kim, 1962). Posteriormente, passou-se a empregar injeções de hipófises para induzir reprodutores capturados no mar por ocasião das épocas de migração, à desovarem em laboratório (Tang, 1964; Shehadeh et alii, 1970).

No primeiro caso havia necessidade de se capturar os reprodutores em avançado estágio de ovulação, o que tornava difícil e onerosa essa operação, enquanto no segundo, o traumatismo e os ferimentos sofridos pelos peixes por ocasião da captura e transporte para o laboratório, aliados à resistência destes à adaptação nos aquários, contribuíam para o insucesso de boa parte da operação.

Desse modo, com o aperfeiçoamento das técnicas de desova induzida destes peixes, verificou-se que apesar dos mesmos não desovarem naturalmente quando mantidos em confinamento, desenvolvem suas gônadas até o III estágio de maturação sexual, a partir do qual, é possível a indução através da aplicação de dosagens hormonais. Em face disso, todo o estudo atualmente desenvolvido com a reprodução de peixes dessa família, tem por princípio, a utilização de reprodutores mantidos em viveiros próximos ao laboratório, os quais além de receberem uma alimentação diária à base de proteínas e vitaminas, são examinados periodicamente, a fim de que sejam acompanhado todo processo do desenvolvimento gonadal. Por outro lado o periódico manuseio dos peixes, contribui para que os mesmos se adaptem a presença humana e quando colocados em aquários, não apresentam os problemas de adaptação que normalmente ocorre com reprodutores diretamente da natureza.

Assim, um dos requisitos básicos para um programa de desova induzida em peixes mugilídeos, é a manutenção em pequenos viveiros (50 a 500m<sup>2</sup>) de um estoque regular de reprodutores, para que nas épocas de reprodução natural se possa obtê-los facilmente, sem a necessidade do uso de redes de emalhar ou de arrastão de praia o que normalmente causa grave ferimentos nos peixes, principalmente perdas de escamas, favorecendo o ataque de fungos e bactérias.

Além dos viveiros de estocagem de reprodutores, faz-se necessários a utilização de pequenos tanques (1000 a 300l) dentro do laboratório onde possa ser estocado um lote de matrizes previamente selecionadas e marcadas, com a finalidade de facilitar os trabalhos de desova, evitando o uso constante de redes no viveiro de estocagem.

Com relação aos aquários, os mais práticos são os de fibra de vidro, porém, tendo em vista o exorbitante preço deste material, tem-se procurado substituí-los por aquários de amianto, adaptando-se aos tanques de Eternit ou Brasilit uma face de vidro. De preferência esses aquários devem ser lixados por dentro e se possível, pintados com esmalte acrílico, para evitar que a rugosidade do amianto venha a ferir os peixes.

No tocante as incubadoras, as melhores são as de fibra de vidro de forma cônica-cilíndrica por apresentarem condições ideais para incubação, principalmente pelo fato de neste caso, não se utilizar renovação de água, estando sua movimentação em função da aeração. No entanto, utilizando-se uma efetiva aeração, pode-se substituir essas incubadoras por tanques de amianto de forma cilíndrica, a exemplo dos tanques de Eternit 1100 litros.

Além dos tanques e aquários supra mencionados, um laboratório de desova deve conter uma série de outros tanques, necessários ao desenvolvimento dos processos de produção de alimento e de cultivo de larvas.

Neste caso, os tanques tanto podem ser confeccionados em fibra de vidro, amianto ou concreto, dependendo da finalidade, sendo que no cultivo das larvas os tanques mais recomendáveis são os de compensado naval (espessura 4 a 6mm) montados em uma base de cimento e revestidos internamente com plástico confeccionado sob medida. Para reforçar o compensado e evitar irregularidades na forma do tanque, deve-se passar de 3 a 4 fileiras de "aspas" ou outro tipo de proteção.

Por outro lado, outros requisitos indispensáveis para o perfeito funcionamento do laboratório, principalmente da larvicultura, são: sistema circulante de água doce, água salgada e ar. Para tanto, um aspecto que merece atenção e deve ser levado em consideração é o problema da periódica falta de energia elétrica que ocorre normalmente no período de inverno, tornando necessário a utilização de um sistema alternativo de energia, o qual possa ser acionado automaticamente, a fim de que os processos de produção não sejam afetados ou sofram solução de continuidade.

Outro aspecto importante na larvicultura é a qualidade da água, daí ser indispensável que esta sofra um processo de filtração e, até mesmo de esterilização por ultra-violeta quando se tratar do cultivo de microalgas.

Além dos equipamentos mencionados é importante para o desenvolvimento dos trabalhos, que se possa contar com uma série de outros equipamentos de apoio, tais como: microscópios, lupas, medidores de oxigênio, salinômetros, pH-metter, termômetros, termostatos, centrífugas, etc, além de inúmeras drogas.

#### CAPTURA E TRANSPORTE DOS REPRODUTORES

Partindo do princípio que não existem reprodutores estocados em viveiros, estando sua utilização para desova induzida na dependência da captura através de pescarias especiais realizadas no mar ou áreas lagunares costeiras, alguns cuidados especiais devem ser considerados, notadamente no que diz respeito à:

##### a) Métodos de Captura

Tendo em vista que o sucesso da desova induzida está relacionado tanto com as condições do laboratório como com o estado físico dos reprodutores, é muito importante que seja dispensada especial atenção na escolha dos métodos de captura.

Os aparelhos de pesca comumente empregados para a captura de "tainhas" no Brasil são: tarrafas, arrastão de praia, redes de emalhar (feiticeira), redes de arrastos ou cerco, zangarias e currais. Destes os menos recomendáveis são o arrastão de praia e a rede de emalhar, por causarem consideráveis danos físicos aos peixes. Com relação aos outros métodos, teoricamente, o curral seria o sistema ideal, no entanto além do fato de não ser possível selecionar as espécies, há o problema do stress e ferimentos ocasionados pela longa permanência que na maioria das vezes os peixes são expostos.

Desse modo, dos métodos relacionados, os que apresentam melhores resultados do ponto de vista prático e técnico, são as tarrafas, para pequenos recintos ou áreas de grande concentração de peixes e, a rede de arrasto ou cerco, comumente empregada em lagoas, bocas de barra e grandes viveiros.

Na hipótese da existência de reprodutores em estoque, a captura destes deve ser feita com tarrafas, ou rede de arrasto "tipo mangote".

#### b) Métodos de Transporte

Após a captura, os peixes devem ser colocados em sacos plásticos contendo água do próprio ambiente, e transferidos em seguida para um tanque ou tonel com água do mesmo local, contendo preferencialmente anestésicos (Urethane, MS-222, etc.). O emprego de anestésicos neste caso, tem a função de diminuir a resistência dos peixes, evitando que estes se debatam em demasia durante o transporte.

Além do uso de anestésicos para diminuir a ação negativa do transporte, outras medidas podem ser adotadas, como por exemplo: o revestimento interno dos tanques com espuma de náilon, a qual deve ser protegida da água por sacos plásticos, confeccionados sob medida para cada tipo de recipiente.

Por outro lado o uso de um eficiente sistema de aeração durante o transporte tem caráter decisivo no sucesso da operação. Os métodos de aeração frequentemente utilizados (bomba de aeração à pilha, garrafa de oxigênio) apresentam uma série de inconvenientes. Assim, coerente com a idéia de simplificação da metodologia, foram feitas experiências com bombas de ar manual, acoplando-se um sistema de distribuição de ar por meio de mangueiras plásticas e pedras porosas, obtendo-se excelentes resultados.

#### SELEÇÃO DOS REPRODUTORES

Considerando que para as "tainhas" (*Mugil spp*) não existem características anatômicas que possam indicar o grau de maturidade sexual, é de fundamental importância uma prévia determinação do desenvolvimento dos ovários para cada indivíduo, antes de qualquer tentativa de aplicação de hormônios.

Por muito tempo, a acurada determinação do estágio de maturação dos ovários dos reprodutores selecionados para a desova, se constituiu num dos maiores problemas e, somente a partir do método apresentado por Shehadeh et alii (1973) é que este problema foi totalmente solucionado.

Este método trata de uma técnica de monitoragem "in vivo" do desenvolvimento dos ovários, onde uma amostra das gônadas é retirada através de uma cânula de polietileno (1.000  $\mu$  de diâmetro interno) por sucção oral. A cânula deve ser inserida na abertura urogenital até alcançar a porção mediana do ovário. A amostra retirada deve ser examinada ao microscópio e em seguida conservada em formol a 1%.

Em geral como se trabalha com mais de um exemplar, é aconselhável que se retire várias amostras para posteriormente se proceder o exame microscópico.

Desse modo, a cada exemplar amostrado (fêmea) dá-se um número e ao mesmo tempo, faz-se uma marcação, principalmente na nadadeira caudal, as quais devem corresponder as anotações das etiquetas, a fim de que com os resultados do exame microscópico, se possa identificar por diferenciação de características externas qual o primeiro reprodutor escolhido e assim sucessivamente.

Normalmente, por ocasião das épocas de reprodução natural, os machos fluem esperma sob leve pressão abdominal, sendo facilmente identificáveis. Porém, se isto não acontecer, pode-se retirar uma amostra dos produtos sexuais empregando-se a cânula e o reconhecimento é feito macroscopicamente, pois o semen sempre apresenta uma coloração esbranquiçada e um aspecto leitoso.

No tocante às fêmeas, apesar do exame macroscópico das amostras permitirem a identificação dos sexos e mesmo dos estádios de maturação dos ovários, é necessário um exame microscópico, onde se possa determinar com precisão o grau de desenvolvimento gonadal e principalmente, o diâmetro médio dos ovócitos. Isto pelo fato de que para os peixes mugilídeos, o diâmetro mínimo considerado para se iniciar o processo de indução é de 600  $\mu$ .

Geralmente, no período de reprodução natural, estes peixes apresentam ovócitos com um diâmetro médio em torno de 650  $\mu$ . Na hipótese de que os reprodutores disponíveis apresentem ovócitos com diâmetro médio inferior a 600  $\mu$ , pode-se adotar algumas medidas que estimulem o desenvolvimento das gônadas. Dentre estas, destacam-se: (1) controle fotoperiódico, onde os peixes são submetidos a 18 horas de escuro e 6 horas de claro; (2) indução gradativa através de aplicação de pequenas dosagens diárias de hormônios (divide-se uma dose única em 8 a 10 doses), sendo que tão logo o diâmetro médio atinja 600  $\mu$ , deve-se proceder a indução com dose normal (Kuo et alii, 1974 a).

Além disso, pode-se prolongar a época de reprodução natural através do controle da temperatura (Kuo et alii, 1974 b).

#### DOSAGENS HORMONAIIS

A etapa subsequente à seleção dos reprodutores é o acondicionamento em aquários para início do processo de indução através da aplicação de injeções de hormônios.

Vários hormônios tem sido empregados com sucesso na indução à desova de peixes mugilídeos, dentre estes, destacam-se: Synahorin; SG-G100; Deoxycorticosterone Acetate; 11 - Deoxycorticosterone; Gonadotrofina Corionica Humana (A.P.L.; Pre - gnyl); Pituitária Homogenizada de Carpa, Pituitária de "tainha" (*Mugil spp*), etc. (Shehadeh e Ellis, 1970; Shehadeh et alii, 1973 a; Kuo et alii, 1973).

Alguns dos hormônios relatados acima, são praticamente inacessíveis, como por exemplo: Synahorin, SG-G100, sendo que atualmente, os mais utilizados tem sido os hormônios sintéticos, dos quais o que mais se destaca é o Gonadotrofina Corionica Humana (H.C.G.), que no Brasil é representado por "Pregnyl" e "Maturen" (Benetti e Netto, 1980; Andreatta et alii, 1981). Infelizmente esses dois hormônios não são mais fabricados no Brasil e dentro de um a dois anos passarão a fazer parte dos hormônios impraticáveis.

Outro hormônio sintético que vem sendo empregado com sucesso na desova induzida é o Deoxycorticosterone, o qual só pode ser utilizado como complemento ou seja, na segunda e/ou terceira dose, considerando que a primeira injeção necessariamente deve ser à base de "Pituitárias" ou "Gonadotrofinas".

Embora os hormônios à base de pituitárias, durante um certo tempo ocuparam um segundo plano na desova induzida em face da maior facilidade de obtenção do hormônio sintético, a partir de agora voltarão a ocupar um papel de destaque, uma vez que as medidas restritivas do governo com relação à importação, dificultarão a obtenção dos "práticos" hormônios sintéticos.

Dentre os hormônios à base de "Pituitárias", os que mais se destacaram na indução de peixes mugilídeos foram: Pituitária homogenizada de Carpa (C.P.H.), Pituitária de "tainha" (*Mugil spp*), e Pituitária de Salmão, os quais são coletados durante o período de reprodução natural destas espécies.

De uma maneira geral, os hormônios disponíveis ou ainda possíveis de serem adquiridos no Brasil são: Pregnyl (Organon do Brasil), Deoxycorticosterone (Sigma), Pituitária de Carpa e de "tainha" (devem ser preparados pelos interessados). Evidentemente, outros hormônios poderão ser testados, devendo-se levar em consideração sua disponibilidade e/ou facilidade de aquisição, além de sua economicidade.

Os tratamentos hormonais para as fêmeas utilizando-se os hormônios citados acima, deve seguir basicamente as seguintes especificações:

| Tipo de hormônio          | DOSAGENS HORMONAIAS |                 |                |
|---------------------------|---------------------|-----------------|----------------|
|                           | 1ª Dose             | 2ª Dose         | 3ª Dose        |
| Pregnyl                   | 5 a 10 U.I/g        | 15 a 20 U.I/g   | 5 a 10 U.I/g   |
| Deoxycosterone            | -                   | 100 a 200 mg/Kg | 50 a 100 mg/Kg |
| Pituitárias homogenizadas | 50 mg/Kg            | 100 mg/Kg       | 50 mg/Kg       |

Com relação aos reprodutores machos, se estes fluírem esperma sob leve pressão abdominal, não será necessário a aplicação de hormônios, no entanto, em caso contrário, deve-se aplicar meia dose da primeira injeção das fêmeas, coincidindo

do com a segunda aplicação nestas.

A proporção entre machos e fêmeas nos aquários, em caso de desova e fertilização natural, deve ser de uma fêmea para três machos, sendo que em se tratando de extrusão, apenas um macho pode ser suficiente.

#### FERTILIZAÇÃO E INCUBAÇÃO DOS OVOS

A medida que o hormônio vai atuando, os peixes injetados começam a mudar o comportamento, podendo-se observar uma acentuada dilatação da abertura urogenital e, com a ovulação, ocorre um considerável aumento da gônada, uma vez que o diâmetro médio dos ovócitos que inicialmente era de 600 a 650  $\mu$ , após a ovulação passam a medir em média 850 a 950  $\mu$ , verificando-se com isso, uma significativa dilatação do abdomen.

No momento da desova, a fêmea procura um canto superior do aquário onde libera os óvulos em poucos segundos, ao mesmo tempo os machos passam a atuar em sincronia expelindo o esperma, e em consequência ocorrendo a fertilização. Na hipótese dos peixes não atuarem espontaneamente, deve-se proceder a extrusão dos produtos sexuais e através de manipulação com o sistema de aeração, movimentar a água a fim de obter uma melhor fertilização.

O método de extrusão, em alguns peixes apresenta resultados bastante compensadores. No caso específico das "tainhas", este método só é empregado quando por motivos de ordem fisiológica, os peixes apesar de responderem satisfatoriamente ao tratamento hormonal, não conseguem desovar naturalmente. No entanto, com a difusão do método descrito por Shehadeh et alii (1973), onde pode-se monitorar o desenvolvimento da ovulação, a extrusão das gônadas de fêmeas e machos, vem sendo novamente incorporado ao processo de desova. A extrusão, quando é determinada por um prévio exame microscópico dos óvulos, apresenta grande vantagem, principalmente com relação à diminuição do tempo de desova e um maior rendimento na fecundidade e fertilização. O único inconveniente é que normalmente os reprodutores são sacrificados o que não ocorre quando a desova é natural.

Após a desova, deve-se esperar pelo menos 15 a 20 minutos antes de retirar os ovos do aquário, a fim de que estes adquiram maior resistência. Antes da transferência para as incubadoras, deve-se retirar uma "amostra" para determinação da fecundidade e, através do exame microscópico, determinar a taxa de fertilização, a qual é feita uma hora depois, quando fica caracterizado o processo de clivagem celular.

A determinação da fecundidade da fêmea, ou melhor, do número de óvulos desovados, é um dado importante para que se possa estimar a densidade dos ovos nas incubadoras, pelo fato de que a densidade média de estocagem nestas, é de 250 ovos / litro, não devendo nunca ultrapassar 500 ovos/litro.

A transferência dos ovos para as incubadoras, deve ser feita em baldes plásticos, através de sifonamento.

O tempo de eclosão varia de acordo com a temperatura, e a salinidade. A uma temperatura de 24  $^{\circ}$ C a eclosão corre entre 38 a 44 horas numa salinidade de

32 ‰ e 48 à 52 horas numa salinidade de 16 ‰, Benetti e Netto (1980) reportaram que a eclosão de ovos de Mugil brasiliensis incubados à temperatura de 23 °C e uma salinidade de 36 ‰, ocorreu 46,30 horas após a fertilização.

Assim, quanto mais baixa for a temperatura e a salinidade, maior será o tempo de incubação e em consequência as condições da água poderá afetar o desenvolvimento do embrião.

A taxa de eclosão geralmente é bastante elevada, situando-se entre 75 a 95%, evidentemente que esta depende fundamentalmente da qualidade dos ovos, da qualidade da água, incluindo temperaturas e salinidades apropriadas, e de um eficiente sistema de aeração.

#### CULTIVO DAS LARVAS

Decorrida uma a duas horas do pico da eclosão, deve-se determinar a quantidade de larvas eclodidas, procedendo-se em seguida a transferência para os tanques de cultivo por sifonamento. A densidade populacional deverá ser de 15 a 30 larvas/litro.

A partir do terceiro dia de cultivo, inicia-se a introdução de organismos fitoplancctônicos, os quais além de absorverem metabólitos mantendo uma certa estabilidade ecológica, são utilizados principalmente para alimentar organismos zooplancctônicos. A densidade de microalgas nos tanques de cultivo é aproximadamente 1000 células/ml devendo esta ser controlada diariamente.

A introdução do zooplanccton é a partir do quarto dia de cultivo sendo o rotífero Brachionus plicatilis o principal componente da dieta alimentar das larvas tanto pela aceitação como pela facilidade de produção em laboratório.

Na hipótese de não existir um cultivo racional de rotíferos, pode-se lançar mão do zooplanccton natural, ou de outro alimento como por exemplo, ovo fertilizado de ostra. De qualquer maneira, é importante que seja mantida uma densidade populacional da ordem de 3 a 5 indivíduos/ml. Algumas vezes os rotíferos proliferam excessivamente, sendo necessário drenar a água do tanque e em seguida diluir até atingir a densidade requerida.

A partir do décimo dia ao décimo segundo, período em que as larvas já tem consumido todo o saco vitelino, passa-se a complementar sua alimentação com nauplius de Artemia salina, os quais são ministrados diariamente numa proporção de 1 ind./5ml.

Entre o décimo quinto e o vigésimo dia de cultivo, a salinidade deve ser mantida em torno de 16 ‰. Daí em diante, alguns subprodutos de cereais associados a farinha de peixe são utilizados como complemento alimentar.

Normalmente verifica-se dois períodos de grande mortalidade, ambos relacionados com a alimentação, sendo que o primeiro ocorre do quarto para o quinto dia, e o segundo do nono para o décimo segundo dia de cultivo, exatamente no início da alimentação e no final da reserva nutritiva.

Decorridos 45 a 50 dias de cultivo, os alevinos são transferidos para viveiros de alevinagem.

## ALEVINAGEM

Como os alevinos no momento de serem transferidos dos tanques de larvicultura apresentam um comprimento médio em torno de 2,5 a 3,0 cm, recomenda-se que sejam cultivados em viveiros de alevinagem por um período de 1 a 2 meses, antes de serem estocados no viveiro de engorda. Tal método permite que os alevinos adquiram maior desenvolvimento e resistência ao manuseio.

Durante o período deve-se observar a qualidade da água, principalmente com relação aos níveis de oxigênio dissolvido e, ao mesmo tempo administrar diariamente uma alimentação rica em proteínas.

A densidade populacional nos viveiros de alevinagem pode ser de 10 a 20 alevinos/m<sup>2</sup>, tendo-se o cuidado de evitar a presença de espécies predadoras neste viveiro.

## CONSIDERAÇÕES GERAIS

Atualmente, podemos considerar que o domínio da tecnologia da desova induzida de peixes mugilídeos, com a espécie Mugil brasiliensis, já é uma realidade no Brasil. No entanto, devido principalmente às precárias condições de infra-estrutura dos laboratórios envolvidos, bem como a falta de sincronia entre a disponibilidade de recursos financeiros e a época de desova natural destes peixes, o processo de produção de alevinos tem sido bastante prejudicado e continua sendo uma incôgnita.

Apesar da maioria dos trabalhos realizados sobre larvicultura de Mugil spp terem apresentado baixos índices de sobrevivência das larvas, vale salientar que Nash et alii (1977) reportaram a obtenção de resultados bastante significativos (16,9 e 33,3%) para M. cephalus em 50 dias de cultivo. Tais índices indicam claramente que a taxa de sobrevivência final depende apenas de uma apropriada tecnologia no manejo da operação de larvicultura.

Para o desenvolvimento dessa tecnologia no Brasil, é necessário que acima de tudo, haja uma definição sobre a prioridade desse programa e um maior engajamento dos diversos organismos financiadores de programas de aquicultura, a fim de que se possa elaborar unidades de produção com capacidade de realmente desenvolver projetos à nível de região.

A idéia de desenvolver programa a Nível Nacional, com uma Coordenação Geral e quatro a cinco núcleos de produção, vem sendo ventilada entre os próprios pesquisadores, tendo sido informalmente discutido com representantes de alguns órgãos governamentais interessados no assunto, entretanto, tem-se verificado que não existe muita preocupação por parte destes em desenvolver um projeto nacional de produção de alevinos, uma vez que o envolvimento de órgãos como SUDEPE, SUDENE, FINEP e CNPq, tem sido apenas superficial.

Desse modo, quando advogamos a idéia da elaboração de um programa nacional, onde as diversas etapas do processo de produção de alevinos pudessem ser pesquisadas isoladamente pelas Instituições envolvidas e ao final de cada período de desova, fosse feito conjuntamente uma discussão e avaliação dos resultados a fim de es-

tabelecer um novo programa para a etapa seguinte. Com isto, além de se evitar a duplicação de esforços e recursos para alcançar o mesmo objetivo, poder-se-ia integrar uma equipe a nível nacional.

A espécie M. brasiliensis representa uma grande importância para a economia da aquicultura estuarina, podendo tanto ser cultivada isoladamente como em associação com outras espécies, inclusive com camarões, onde sua participação chega a aumentar a produção em mais de 100% (Rocha e Tortolero, 1981). Além disso, dada a grande tolerância desta espécie à baixos níveis de salinidade, seu cultivo em águas interiores onde existem problemas de salinização, resultará numa importante fonte de alimento e de divisas, além do que, pelo fato da mesma não desovar em ambientes confinados, não apresentam problemas ecológicos de superpopulação.

Diante do exposto, defendemos a necessidade de uma tomada de posição por parte do governo, no sentido de se dar prioridade à produção de alevinos de Mugil brasiliensis, a fim de atender a grande demanda atualmente existente, principalmente na região Nordeste, onde a escassez de alevinos dessa espécie, tem se constituído num dos fatores limitantes ao desenvolvimento da aquicultura estuarina.

Uma vez mais ressaltamos o grande potencial que estes peixes representam para a exploração dos ambientes estuarinos, tanto pela sua capacidade de se alimentar a partir da produtividade natural dos ambientes explorados como pelo rápido desenvolvimento apresentado em cultivo naturais, onde crescem em média de 5 gramas/dia, utilizando apenas o alimento natural.

#### REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ANDERSON, W.W. Early development, spawning growth and occurrence of the silver mullet (Mugil curema) along the south ATLANTIC coast of the United States U.S. FISH Wildl. Serv. Fish. Bull., 57:3917-414, 1957.
- ANDREATTA, E.R., ROCHA, I.P. & RODRIGUES, J.B.R. Ensaio sobre desova induzida da Tainha (Mugil brasiliensis). II Congresso Bras. de Engenharia de Pesca, Rec. 1981.
- BENETT, D.D. & NETTO, E.B.F. Considerações sobre desova e alevinagem da Tainha (Mugil liza Valenciennes, 1836) em laboratório, Inst. Pesq. Mar., Rio de Janeiro, 135 p. 26, 1980.
- KUO, C-M., NASH, C.E. and SHEHADEH, Z.H. A procedure guide to induce spawning in grey Mullet (Mugil cephalus L.) Aquaculture, 3:1-14, 1974 a.
- KUO, C-M., NASH, C.E. and SHEHADEH, Z.H. The effects of temperature and photoperiod on ovarian development in captive grey mullet (Mugil cephalus L.) Aquaculture, 3:25-43, 1974.b.
- KUO, C-M., and NASH, C.E. Recent progress on the control of ovarian development and induced spawning of the grey mullet (Mugil cephalus L.). Aquaculture, 5: 19 - 29, 1975.
- LIAO, I-CHIU, Experiments on induced breeding of the grey mullet in Taiwan from 1963 to 1973. Aquaculture, 6: 31-58, 1975.
- MOURA, S.J & SILVA, J.E. Disponibilidade de pescado de valor comercial e dados economi

- cos da pesca no canal de Santa Cruz, Itamaracá, Pernambuco (Brasil). Anais. Inst. Cien. Biol. Univ. Rural PE., 3 (1): 127-141, 1976
- NASCH, C.E. et alii Swim bladder inflation and survival of Mugil cephalus to 50 days. Aquaculture, 12: 89-94, 1977.
- ROCHA, I.P. e OKADA, Y. Experimentos de policultivo entre curimã (Mugil brasiliensis Agassiz, 1829) e camurim (Centropomus undecimalis Bloch, 1972) em viveiros estuarinos (Itamaracá - PE). In: L Simpósio Brasileiro de Aquicultura, Rio de Janeiro, Acad. Bras. Cien., pl 65-173, 1980.
- ROCHA, I.P., SANT'ANNA FILHO, O.A. e MAIA, E.P. Cultivo de Mugilídeos (Mugil brasiliensis Spix et Agassiz, 1831 e Mugil curema Valenciennes 1836) associados com camarão (Penaeus brasiliensis Latreille 1817) em viveiros estuarinos. B. Nucl. Est-s Ci-s Mar, 3 Maceió, 1981.
- ROCHA, I.P. e TORTOLERO, S.A.R. Estudo comparativo dos métodos de monocultivo e policultivo envolvendo Peneídeos e Mugilídeos em viveiros estuarinos. II Congresso Brasileiro de Engenharia de Pesca, Recife, 1981.
- SHEHADEH, Z.H. and ELLIS, J.N. Induced spawning of the striped mullet Mugil cephalus L. J. Fish Biol., 2: 355-360, 1970.
- SHEHADEH, Z.H., KUO, C-M and MILISEN, K.K. Induced spawning of grey mullet, Mugil cephalus L. with fractionated salmon pituitary extract. J. Fish Biol. 5:471 - 478, 1973 a.
- SHEHADEH, Z.H., KUO, C-M and MILISEN, K.K. Validation of an "in vivo" method for monitoring ovarian development in the grey mullet (Mugil cephalus L.) J. Fish Biol. 1973 b.
- SEBATHIAN. M.J. and NAIR, V.A. The induced spawning of the grey mullet Mugil macrolepis (águas) smith and the large-scale rearing of larvae, Aquaculture, 5 41-52, 1975.
- TANG, Y.A. Induced spawning of striped mullet by hormone injection. Jap. J. Ichthyol. 12: 23-28, 1964.
- YANG, W.T. and KIM, U.B. A preliminary report on the artificial culture of grey mullet in korea. Proc. Indo-Pacif. Fish Counc. 9: 62-70, 1962.