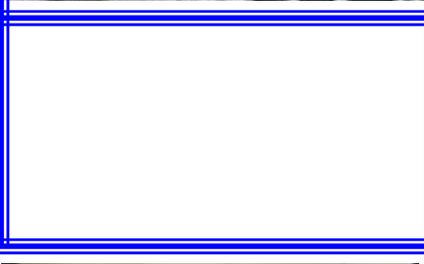




SERVIÇO PÚBLICO FEDERAL
MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE - MMA
INSTITUTO BRASILEIRO DO MEIO AMBIENTE E DOS RECURSOS NATURAIS RENOVÁVEIS – IBAMA
CENTRO DE PESQUISA E GESTÃO DE RECURSOS PESQUEIROS CONTINENTAIS - CEPTA



PROPAGACÃO ARTIFICIAL DE PEIXES



José Augusto Senhorini - jose.senhorini@ibama.gov.br

Rita de Cássia G. de Alcântara Rocha - rita.rocha@ibama.gov.br

Centro de Pesquisa e Gestão de Recursos Pesqueiros Continentais – CEPTA/IBAMA,
Rod. SP 201, km 6,5, C.P. 64, 13630-970, Pirassununga, SP.

Pirassununga/SP - Dezembro/2006

CONSIDERAÇÕES GERAIS SOBRE ANATOMIA DE PEIXES

DEFINIÇÃO

Os gregos conheciam os peixes como **ichthyes**, sendo então a ictiologia, o estudo científico dos peixes; o nome comum peixe deriva do latim, **pisces**. Os peixes mais típicos ou peixes ósseos têm esqueleto ósseo, são cobertos com escamas dérmicas, têm corpo fusiforme, nadam por meio de nadadeiras e respiram pelas brânquias. Os peixes têm sido um armazém de alimento protéico para a humanidade desde a Antigüidade e muitas espécies fornecem recreação para pescadores amadores. Mais que os seres terrestres, os peixes, evidentemente, suas funções orgânicas dependentes da água. A ela estão intimamente ligados processos vitais como: digestão, absorção e assimilação do alimento; respiração e circulação; reprodução, crescimento, etc. Por isso, para que sobrevivam, cresçam e se reproduzam, o meio líquido em que vivem deve preencher condições satisfatórias, principalmente com relação ao teor de oxigênio dissolvido e de substâncias tóxicas, ao pH, à penetração de luz, à temperatura, à riqueza de certos sais minerais e a oportunidade de relativa defesa e fuga dos inimigos.

Forma

Suas formas variam de acordo com as condições ambientais em que vivem, sendo a mais comum a fusiforme (sofre pouca resistência da água à locomoção) ou a forma típica de um foguete, ou seja, como corpo alongado, levemente achatado lateralmente, exemplo o curimatá; outros como o pacu e a piranha possuem, o corpo achatado lateralmente, mas a altura do corpo, distância que vai do dorso até o ventre, é grande e, com isso apresenta mais ou menos a forma de um disco. O peixe conhecido por mussum (*Symbranchus marmoratus*) possui o corpo afilado, com secção circular, sendo semelhante a uma serpente.

O corpo dos peixes é constituído pela cabeça, tronco e nadadeiras.

A **cabeça** estende-se da extremidade do focinho até o canto posterior do opérculo, o **tronco** deste ponto até o ânus e o resto é a **cauda**.

A **boca** corresponde à abertura anterior da cavidade oro-branquial; sua posição, formato e tamanho estão intimamente relacionados aos hábitos alimentares e, em especial, a forma de apreensão do alimento. Na parte dorsal do focinho há duas narinas duplas (bolsas olfativas), os olhos são laterais, sem pálpebras, e atrás de cada um há

uma cobertura fina das brânquias, o **opérculo**, com margens livres embaixo e atrás. Por baixo de cada opérculo existem quatro **brânquias** em forma de pente.

O **ânus** e a **abertura urogenital** precedem a nadadeira anal.

Nos peixes, podemos encontrar **dentes** nas maxilas (maxilar inferior, maxilar superior e pré-maxilar), no vômer (osso chato e ímpar que constitui a parte posterior e inferior da parede divisória das fossas nasais), nos palatinos, na língua, na faringe e nos lábios. Como a maioria dos peixes carnívoros ingere seu alimento inteiro, a função mais comum dos dentes das maxilas é a de assegurar o alimento, auxiliados pelos dentes do vômer, dos palatinos e da língua. Mas, as maxilas também podem apresentar dentes especializados para triturar, raspar e cortar. Placas faringianas com dentes ou simplesmente dentes faringianos têm a função de triturar alimentos. Em Mugilidae, encontramos dentes nos lábios, utilizados para raspar algas fixadas em substratos duros.

Os **rastros branquiais** são formações cartilaginosas ou ósseas geralmente alongadas, enfileiradas na parte anterior dos arcos branquiais (às vezes duas fileiras por arco) com a finalidade de reter, por filtragem, alimentos pequenos que poderiam escapar entre os arcos branquiais junto com a água usada na respiração. A observação das características dos rastros branquiais oferece uma boa idéia sobre a dieta alimentar do peixe, pois, esses órgãos apresentam adaptações diretamente relacionadas ao tamanho do alimento preferencial. Mudanças ontogenéticas, espaciais e temporais no tamanho do alimento, geralmente, ocasionam mudanças nas características dos rastros. Espécies estritamente plactívoras, que consomem presas do mesmo tamanho ao longo de seu período de vida, mantêm o mesmo espaço entre os rastros, acrescentando rastros conforme cresce o exemplar. Nessas espécies, os rastros estão presentes nos quatro arcos branquiais, sendo geralmente mais numerosos no primeiro arco, mas também podem ser mais numerosos no segundo, como é o caso da *Sardinella brasiliensis*. Já, nas espécies canívoras, os rastros geralmente só estão presentes no primeiro arco branquial. Essas espécies conservam o mesmo número de rastros até a fase adulta, na realidade, estão mudando o tamanho absoluto de suas preferências, devido ao espaçamento cada vez maior entre eles.

No dorso existe a **nadadeira dorsal** que varia muito de tamanho, largura e localização; pode estar ausente, ser rudimentar ou estender-se por todo o comprimento do corpo e, pode ainda ligar-se a caudal e anal, em algumas espécies como os Salmonidae, Pimelodidae, nota-se uma nadadeira dorsal sem raios, denominada **nadadeira adiposa**. A nadadeira anal é morfológicamente mais estável, situa-se

ventralmente atrás do ânus. Nos machos da família Poeciliidae, o último raio desta nadadeira serve como órgão copulador, denominado gonopódio.

Na **nadadeira caudal**, seu esqueleto é constituído essencialmente pelas últimas vértebras, cujos raios neurais e hermais servem de suporte aos raios dérmicos. As nadadeiras laterais ou pares são as **nadadeiras peitorais**, localizadas atrás do opérculo (região anterior do peixe, próximo à cabeça) e as **nadadeiras pélvicas ou ventrais** localizam-se na região mediana do corpo do peixe. As nadadeiras são expansões membranosas do tegumento, sustentadas por **raios das nadadeiras**. Todas, menos a dorsal, são flexíveis, sendo sustentadas por raios moles calcificados com muitas articulações e geralmente ramificados. As nadadeiras ajudam a manter o equilíbrio, a direção e a natação.

Tegumento

O peixe é inteiramente coberto com **epiderme** lisa que, produz muco para facilitar a movimentação na água e é uma proteção contra a entrada de organismos causadores de doenças, mas dependendo da espécie e fase de desenvolvimento pode ter também a função respiratória. A pele que reveste o corpo do peixe está subdividida em epiderme, que é superficial e fina, com glândulas mucosas; e a derme, mais interna e espessa, onde se inserem vasos, nervos e órgãos sensoriais. A derme possui estrutura mais fibrosa e nela ocorre a formação de escamas, sendo as mais conhecidas as ganóides, placóides, ciclóides e ctenóides. As escamas do tipo ciclóide e ctenóide encontradas nos teleósteos possuem origem dermal.

A derme apresenta ainda cromatóforos (células pigmentadas), que se localizam nas camadas mais externas da pele, conferindo coloração ao peixe. Eles possuem função no mecanismo de mimetismo (adaptação da cor do peixe em relação ao meio ambiente) e na reprodução, como caráter de dimorfismo sexual transitório ou de atração sexual. Os principais pigmentos encontrados nos peixes são: as **melaninas** (produz as cores marrom, cinza e preto) e os **carotenóides** (produz as cores amarela, laranja e vermelho).

O tronco e a cauda dos peixes apresentam escamas finas, arredondadas, dérmicas, em fileiras longitudinais e diagonais, imbricadas como as telhas de um telhado; cada uma situa-se numa bolsa dérmica a qual cresce durante a vida do animal.

A **linha lateral**, situada ao longo de cada lado do corpo do peixe, é uma fileira de pequenos poros comunicados com um canal longitudinal situado abaixo das escamas.

Nesse canal existem órgãos sensitivos que respondem a vibração de baixa frequência como as da água circundante, uma espécie de “tato aquático”.

Tipo de Boca

Pela observação da boca, pode-se relacionar o tipo de alimentação do peixe:

- **peixe carnívoro:** boca ampla podendo apresentar dentes pontiagudos para captura da presa; a boca é geralmente terminal, exemplo: piranha, dourado.

- **peixe frugívoro ou herbívoro:** a boca não é tão ampla, e os dentes não são pontiagudos, mas sim, de forma truncada, exemplo: pacu, piau.

- **peixe raspador:** nestes peixes, a boca é ventral, com lábios grossos, os dentes são muito pequenos e servem para raspar. Esses peixes usam os lábios para se prenderem em pedras e, com os dentes, raspam as crostas que ficam presas nelas, exemplo: cascudo.

- **peixe iliófago:** esse peixe possui boca terminal, ou seja, localizada na região anterior da cabeça; os lábios são grossos e os dentes são muito pequenos ou ausentes. Esses peixes alimentam-se de lodo depositado no fundo, sugando as substâncias nele depositado, exemplo: curimbatá, sagüiru.

- **peixe onívoro:** a boca é terminal, pequena, e os dentes são pouco desenvolvidos; alimentam-se de vegetais, insetos, aranhas e restos de alimentos, exemplo: lambari, carpa.

Hábito Alimentar

Os peixes possuem hábitos alimentares distintos; eles exploram diferentes níveis tróficos do ecossistema aquático, sendo, portanto, entre o grupo dos vertebrados, os que possuem maior número de especializações. De acordo com seu hábito alimentar, os peixes são classificados em:

☞ **fitoplanctófagos:** buscam os alimentos no nível mais baixo da cadeia alimentar, as algas do fitoplâncton. Possuem como característica principal, numerosos rastros branquiais, que filtram e selecionam as algas da água.

☞ **zooplanctófagos:** alimentam-se de zooplâncton, situado no segundo grau da cadeia alimentar. Possuem rastros branquiais desenvolvidos para selecionar e separar os organismos do zooplâncton. Tanto os zooplanctófagos como os fitoplanctófagos não apresentam dentes, ou se apresentam, estes são diminutos; possuem boca pequena e são protáteis (capazes de projetar-se)

☞ **predadores:** alimentam-se de organismos macroscópicos. Podem ser carnívoros (alimentam-se de qualquer tipo de animal), como as piranhas; e ictiófagos ou piscívoros, que ingerem geralmente outros peixes. Apresentam dentes fortes, especialmente os caninos e os incisivos, que estão dispostos até os arcos branquiais.

☞ **iliófagos:** para buscar os alimentos eles revolvem o fundo dos ambientes aquáticos, ingerindo lodo, pequenos moluscos, algas, insetos aquáticos, anelídeos, etc..O curimbatá pode ser citado como exemplo. Sua boca possui grande protrabilidade, e, ele tem os sentidos de olfação e gustação bastante apurados.

☞ **herbívoros:** alimentam-se de vegetais superiores, macrófitas aquáticas ou de terra firme que cai na água. Apresentam boca desenvolvida com pequeno número de dentes incisivos; possuem tubo digestivo simples e longo.

☞ **onívoros:** ingerem todo tipo de material orgânico disponível na água. Possuem boca de tamanho mediano, com dentes molariformes (especializados em triturar e roer). Comem moluscos, sementes, vegetais de qualquer espécie, crustáceos, etc.. Na falta de alimentos sólidos, podem filtrar e ingerir organismos planctônicos como exemplo, podemos citar o tambaqui (*Colossoma macropomum*).

FORMA INTERNA

Aparelho Digestivo

O canal alimentar começa pela **boca**, logo após a boca vem a **faringe**, após a faringe, vem um curto **esôfago** que se comunica com o **estômago**; em seguida vem o **intestino**, que é curto nos peixes carnívoros e longo nos peixes herbívoros; entre o estômago e o intestino podem aparecer alças que são os **cecos pilóricos**. Essas estruturas contribuem para a digestão do peixe; o intestino termina no exterior, por uma

abertura, o **ânus**. A digestão nos peixes é um processo que se prolonga até o intestino reto.

Os peixes que possuem hábito alimentar carnívoro apresentam o intestino mais curto do que o dos onívoros que, por sua vez, o têm mais curto do que o dos herbívoros.

Como porção inicial do trato digestivo considera-se a cavidade buco-faríngea. Esta região tem papel importante na apreensão dos alimentos e na sua seleção através de inúmeros botões gustativos (encontram-se na pele, distribuídos pela cabeça, tronco e barbilhões; em algumas famílias, estes botões estendem-se por toda superfície do corpo atingindo até a nadadeira caudal, estes corpúsculos permitem ao peixe perceber a presença de alimento e lhes fornecem importantes mensagens sobre o meio exterior, possibilitando-lhes, inclusive a percepção de substâncias dignas de alarme). Esta região onde tem origem os órgãos respiratórios, é limitada anteriormente, pelos lábios e, posteriormente, pelo último par de arcos branquiais.

Intestino Anterior: é a porção do tubo digestivo que vai do último par de fendas branquiais até a abertura do canal colédoco. Compreendendo o esôfago e o estômago.

Esôfago: é um órgão tubular curto, porém com grande elasticidade, adaptado aos vários regimes alimentares. Em peixes fisóstomos (peixes cuja bexiga natatória se comunica com o tubo digestivo através de um canal), há dorsalmente a abertura do canal pneumático. O limite entre o esôfago e o estômago (quando este existe) é indicado macroscopicamente por um estrangulamento e, histologicamente, pela passagem brusca do epitélio estratificado e prismático simples e pelo aparecimento de glândulas gástricas.

Estômago: apresenta inúmeras variações morfológicas e estruturais, que são adaptações ao tipo de alimentação. Na maioria dos peixes, o estômago é uma dilatação do tubo digestivo onde os alimentos são mantidos o tempo necessário para realizar a digestão ácida. Sua mucosa interna forma sulcos longitudinais e sinuosos que desaparecem quando o estômago se expande com a entrada dos alimentos.

Os estômagos podem ser retos, ou ter forma de “U” ou “Y”. Nos piscívoros, é bastante alongado, nos onívoros ele parece ser um saco sifonóide e, em alguns se apresenta como uma moela, sem glândulas, destinado à trituração. O tamanho do estômago e sua dilatação máxima estão limitados pelo espaço da cavidade celomática.

Em Mugilidae, o estômago é dividido em duas porções, uma anterior (cardíaca) de paredes finas e outra posterior (pilórica) de paredes grossas, que tem por função triturar o alimento. Em espécies fisóstomas, o ducto pneumático pode também ter sua entrada pelo estômago; quando o ducto abre no esôfago, é fácil entender como funciona, considerando que o esôfago só serve de passagem para o alimento, mas quando a abertura ocorre no estômago, é de se esperar algum processo fisiológico que permita ao estômago funcionar como passagem de ar à vesícula gasosa e como órgão digestivo. Os Siluriformes, que engolem ar e absorvem oxigênio através das paredes do tubo digestivo possivelmente também apresentam padrões especiais de evacuação. Algumas espécies de peixes não têm estômago, apresentando todo o tubo digestivo com a aparência do intestino, embora possa ocorrer um pseudo-estômago, chamado bulbo intestinal, o qual pode ou não ter diferenciação histológica em relação ao verdadeiro intestino, sendo reconhecido visualmente somente quando tem conteúdo. A ausência de estômago é características em espécies que ingerem alimentos com altos teores de substâncias alcalinas, indigeríveis ou de fácil digestão tal como: areia, lodo, celulose, coral, etc, porém essa ausência também ocorre em peixe-voador que, aparentemente não apresenta uma dieta especializada.

Histologicamente, o estômago apresenta três regiões: cárdica ou região de transição; fúndica, com inúmeras glândulas gástricas; e pilórica, região aglandular, porém com forte musculatura.

O suco gástrico é, geralmente composto de muco, pepsina e ácido clorídrico. O suco é produzido somente nas regiões cárdica e fúndica do estômago. Nos peixes sem estômago (exemplo Dipnóicos, Cyprinidae, etc) ou apenas com moela, a perda da digestão gástrica é compensada por uma grande produção de tripsina no estômago.

Intestino: o intestino é um órgão geralmente tubular por onde transita o alimento e no qual ocorre a digestão alcalina e a absorção dos nutrientes.

O intestino varia em forma e comprimento. É curto nos carnívoros, muito alongado e enovelado nos herbívoros e de comprimento intermediário nos onívoros. Em alguns peixes, como por exemplo, os Dipnóicos, o pequeno comprimento do intestino é compensado pela presença em seu interior de uma válvula espiral, sendo o número dessas voltas variáveis. Espécies de Prochilodus apresentam pregas na mucosa com a provável função de ampliar a superfície de absorção.

No final do intestino, diferencia-se o reto, reconhecido por ter uma grossa camada muscular e maior número de células em copa do que o intestino.

Outra estrutura encontrada no intestino são os **cecos pilóricos** que são evaginações digitiformes da parede intestinal, com abertura no duodeno, individuais ou agrupadas. Os cecos pilóricos são formações tubulares com fundo cego e com abertura geralmente situada na região pilórica do intestino, embora alguns exemplares de algumas espécies apresentem a abertura localizada entre a porção pilórica e o reto. A estrutura histológica é semelhante à do intestino e supõe-se que têm por função aumentar a área de absorção do intestino e talvez possa servir também para armazenar alimento. Peixes sem estômago não têm cecos pilóricos.

Considerando que no estômago ocorre digestão ácida, que no intestino é alcalina, que os cecos estão situados principalmente no início do intestino e que os peixes sem estômago não tem cecos, é possível que, ao menos, uma das funções dos cecos seja a de aumentar o pH do bolo alimentar para torná-lo alcalino e, assim deixá-lo pronto para ser rapidamente aproveitado desde a porção inicial do intestino.

O **reto** se distingue no intestino médio, externamente, por seu diâmetro mais fino e, internamente pela presença da válvula íleo-retal; termina no ânus ou em cloaca.

Glândulas Anexas

Os peixes não possuem glândulas salivares, mas em compensação têm glândulas de muco na cavidade oro-branquial.

O **fígado** é uma glândula derivada embrionariamente do intestino; situa-se dentro da cavidade abdominal e é separada da cavidade pericárdica por um septo transversal. O fígado é único e bastante volumoso, possui formas diversas, com lobos pares e ímpares e coloração escura. Como em todos vertebrados, tem como função principal preparar as substâncias nutritivas, provenientes da absorção intestinal, para serem aproveitadas pelo organismo e, entre os peixes, também é importante a função de estocar gordura (útil para diminuir o peso específico do peixe, mas determina que sua estrutura fique pouco resistente).

Três são as funções principais do fígado: biliar, glicogênica e adipogênica. Assim, nos peixes magros, toda a reserva graxa se concentra no fígado; em relação à função adipogênica, estudos dizem que a densidade do fígado varia na razão inversa do seu volume e de seu peso relativo (peso do fígado em relação ao do corpo).

Como anexo ao fígado existe a **vesícula biliar** que raramente falta, podendo assumir várias formas, ou seja, ovóide, alongada, etc. A vesícula biliar auxilia na

digestão (especialmente emulsificando as gorduras, facilitando sua assimilação), através das vilosidades intestinais.

O **pâncreas** apresenta-se, geralmente difuso, espalhado ao longo do mesentério ou mesmo dentro do fígado ou do baço. Em muitos casos há apenas um ducto pancreático, porém, podem ocorrer múltiplos ductos com abertura intestinal em várias posições. Em mandi (*Pimelodus maculatus*), podemos observar a presença de uma massa pancreática, vista a olho nu, situada entre o fígado e o duodeno e, também pâncreas difuso visto apenas ao microscópio, dentro do fígado e do mesentério.

Microscopicamente, observam-se ácidos pancreáticos e ilhotas de Langherans, (que são responsáveis pela produção de insulina). Apesar de difundido dentro do fígado e do baço, o pâncreas conserva-se independente.

É extremamente importante a função digestiva do pâncreas; o seu suco apresenta enzimas como: amilase, maltase, lipase, tripsina e erepsina, sendo estas duas últimas abundantes em carnívoros, enquanto que os herbívoros e onívoros possuem mais amilase.

O **baço** é sempre visível, uma pequena glândula de cor vermelho viva, que aparece nas proximidades do fígado.

Concluindo o exposto acima, cabem algumas considerações sobre variações do tubo digestivo, de acordo com o hábito alimentar. Devem ser analisados: a forma e a proctabilidade da boca; o número de botões gustativos; presença e forma dos dentes maxilares e faríngeos; rastros ou filtros branquiais; presença ou ausência de estômago, de moela, de apêndices pilóricos e o comprimento do intestino.

Os peixes que se alimentam de *plâncton*, têm como característica: boca pequena semelhante a um focinho, sem dentes ou muito pequenos, filtros branquiais muito finos, alguns não apresentam estômago, nem cecos pilóricos, intestino curto.

Os *carnívoros* são dotados de boca grande com dentes fortes, estômago com grande elasticidade, cecos pilóricos presentes, intestino curto, rastros branquiais espessos.

Os *iliófagos* têm geralmente, boca protátil e rica em botões gustativos, dentes apenas na faringe; normalmente apresentam mela para triturar o alimento. Os rastros branquiais eficientes para impedir a entrada de partículas minerais; intestino mais ou menos longo; os cecos pilóricos podem existir.

Os *herbívoros* exibem dentes incisivos, dentes faríngeos bem desenvolvidos e rastros branquiais curtos; não possuem estômago; intestino é muito longo.

Aparelho Respiratório

Além da pele, que como órgão respiratório tem importância somente na fase embrionária e larval, os principais órgãos respiratórios dos peixes são as **brânquias**. Estas são estruturas lamelares, com membrana superficial fina e úmida, ricamente vascularizada e pregueada, de maneira a oferecer um máximo de superfície para a troca de gases, ou seja, os peixes retiram o oxigênio (O_2) da água e o passam para o sangue eliminando o gás carbônico (CO_2) do sangue para a água. O O_2 é indispensável para o animal porque é usado para “queimar” os alimentos e deles retirar a energia necessária à vida e, como produto desta “queima”, além de energia, tem-se também, o CO_2 , que corresponde a “fumaça” da queima. Como excesso de CO_2 é nocivo deve ser eliminado do organismo.

As brânquias situam-se aos lados da faringe e são sustentadas pelos arcos branquiais, em alguns peixes, abrem-se diretamente para o exterior e, em outros as mesmas são recobertas por um opérculo.

A água do meio ambiente que serve para a respiração do peixe, entra pela boca, é impulsionada para as brânquias onde ocorrem as trocas gasosas e sai pelos dois opérculos laterais.

Na respiração, os opérculos fecham-se contra o corpo (entrada de água), e os arcos branquiais arcam-se lateralmente, enquanto a água entra pela boca aberta; aí a válvula oral se fecha, os arcos branquiais se contraem, os opérculos se levantam e a água é forçada para fora, passando sobre os filamentos. O peixe necessita de suprimento constante de água contendo oxigênio e morre logo de asfixia se retirado da água ou se a água for pobre em oxigênio.

Em peixes, ocorre, também uma pequena quantidade de trocas gasosas pela superfície do corpo e algumas raras espécies, principalmente tropicais (pirambóia e pirarucu), apresentam estruturas que possibilitam a respiração do ar atmosférico.

As trocas gasosas com o meio são, portanto, a “respiração externa” (metabolismo respiratório) do peixe e a “respiração interna”, ou metabolismo intermediário, é a soma de reações que ocorrem no organismo, das quais se obtém energia para a manutenção da vida.

O metabolismo de um animal pode ser medido em termos de oxigênio consumido, calor produzido ou gás carbônico liberado, e pode ser influenciado por diversos fatores internos ou endógenos (tamanho, sexo, nutrição e outras atividades) e, também por fatores externos ou exógenos (temperatura, pressão osmótica, tensão de oxigênio, poluição da água do ambiente em que o peixe vive).

Característica de muitos peixes é a presença de **vesícula gasosa** ou **bexiga natatória**, órgão geralmente alongado ou com várias formas; ocupa a porção dorsal da cavidade do corpo. Ela é ligada à faringe por um ducto pneumático em alguns peixes, quando isso ocorre o peixe é chamado **fisóstomo** e, quando não, **fisoclisto**. Sua principal função é de órgão hidrostático, permitindo ao peixe subir ou descer na água.

A bexiga natatória, também funciona, como órgão sensorial, acústico e respiratório. Esta última função, em água pobre em oxigênio, onde não é possível a respiração branquial. Em *Arapaima gigas* (pirarucu) funciona como órgão respiratório, neste caso, a bexiga mostra estrutura esponjosa com divisões internas bastante irrigadas.

Aparelho Excretor

Os peixes ósseos possuem dois **rins** delgados e escuros que se situam dorsalmente entre a bexiga natatória e as vértebras, possui dois **ureteres** tubular, ambos desembocando numa **bexiga urinária** que por sua vez, descarrega através do seio urogenital. O aparelho urinário produz, a partir do sangue arterial, a urina, que contém água, sais minerais e produtos da “queima” de alimentos.

Os peixes podem, também, absorver ou eliminar sais e excreta amônia através das brânquias, o que os torna os animais mais eficientes no aproveitamento dos alimentos ingeridos, uma vez que esta via reduz grande parte das necessidades de energia, que os demais vertebrados necessitam para assimilar a proteína contida nos alimentos ingeridos (incremento calórico), o que confere aos peixes maior eficiência alimentar.

APARELHO CIRCULATÓRIO

As partes integrantes do aparelho circulatório são: coração, o sistema arterial, o sistema venoso, o sistema linfático e o meio interior (sangue e linfa).

O **coração** dos peixes localiza-se logo atrás das brânquias, e é protegido por uma membrana, o **pericárdio**.

Os peixes apresentam um coração com duas câmaras (uma aurícula e um ventrículo) com seio venoso e seio arterial, contendo, no entanto, apenas sangue venoso (antes de sofrer trocas gasosas). Depois de passar pelas brânquias, o sangue torna-se arterial.

O coração recebe sangue venoso que vem da circulação do corpo, do seio venoso; o sangue passa para a aurícula, depois para o ventrículo. Contrações rítmicas do ventrículo lançam sangue para o cone arterial, daí para a aorta ventral, através da qual atinge as artérias branquiais aferentes, que o distribuem para os capilares das brânquias para oxigenação (trocas gasosas). Depois o sangue é coletado pelas artérias branquiais eferentes, que o levam à aorta dorsal. Desta, partem ramos que o distribuem para a cabeça e todas as partes do corpo, de onde retorna, através de veias, novamente ao coração.

O **sangue** dos peixes é pálido e escasso quando comparado com o de vertebrados terrestres. O plasma líquido contém **glóbulos vermelhos (eritrócitos)** ovais nucleados e vários tipos de **glóbulos brancos (leucócitos)**.

Nos peixes, muitos órgãos tomam parte na formação de células sanguíneas, principalmente o **baço**, que é um órgão vermelho de morfologia múltipla, situado perto do estômago; também nas mucosas do trato digestivo, encontra-se o tecido hematopoiético.

Muitas vezes, a maturação dos eritrócitos se dá nos vasos sanguíneos; em muitos Teleósteos ela se processa no rim, no fígado e até mesmo nas gônadas.

Aparelho Reprodutor

Os peixes apresentam um aparelho reprodutivo simples formado pelas gônadas: ovários e testículos.

Nos peixes, os **ovários** são normalmente estruturas pares, com formas e dimensões variadas, não obstante, em alguns peixes, podem fundir-se em uma simples gônada. Localizam-se longitudinalmente no corpo, sob a bexiga natatória, suspensos pelo mesentério, paralelamente aos rins. O espaço ocupado pelos ovários, assim como o seu peso variam conforme o estado de maturidade sexual e a idade do peixe. Em fêmeas maduras pode representar até 70% do peso do corpo, enquanto no estado de repouso, aparecem como dois filetes quase microscópicos. No primeiro caso, são amarelo-esverdeados e no segundo esbranquiçados. Em Salmonídeos, os óvulos saem

do ovário para a cavidade do corpo e, desta, são expelidos através de um poro abdominal. Este, junto dos poros anal e urinário, surge apenas na época de reprodução.

Nos peixes ósseos o ovário é contínuo com um oviduto que se comunica com o exterior através do oró urogenital.

Algumas vezes, o oviduto pode sofrer um alargamento, condicionado por várias funções: estoque de óvulos; de posição de uma concha; incubação dos ovos seguida do nascimento da prole, razão pela qual são chamados vivíparos.

Os óvulos variam, conforme a espécie, em número (2.000 a 2.000.000), tamanho (0,8 a 21 mm) e forma (esféricos, elípticos, cilíndricos, fusiformes e piriformes). Apresentam membranas coriônica e vitelínica, com um espaço perivitelínico entre estas, o qual encerra o vitelo e o núcleo. Na face externa apresenta a **micrópila** que é um orifício canalicular que se encontra no ápice do óvulo e é formado por uma abertura dos tegumentos, e pelo qual penetra o espermatozóide para efetuar a fecundação.

O tempo necessário para o desenvolvimento dos ovários varia de acordo com a espécie e a temperatura da água.

Os **testículos** são estruturas pares, longitudinais, com forma mais compacta e regular que os ovários; sujeitos também a mudanças sazonais de peso e volume, porém de menor extensão que os ovários. Não se observam, então, diferenças tão marcantes de volume e peso, como nas gônadas femininas, durante os estados de plena atividade reprodutiva e de repouso sexual.

Nos Seláquios (tubarões e raias), os testículos são ligados ao exterior por um ducto modificado do túbulo de mesonefro, possuindo um órgão de estoque temporário (vesícula seminal). Este ducto, na sua extremidade anterior é retorcido e pode ser chamado de ducto epidídimo, o qual secreta um líquido que serve para estimular o esperma.

Nos peixes ósseos, embora a vesícula seminal possa ocorrer em algumas espécies, o ducto espermático liga o testículo diretamente ao poro urogenital. Nos Salmonídeos este ducto encontra-se ausente; os espermatozoides são liberados na cavidade do corpo e, desta para o exterior através de um poro abdominal, localizado atrás do ânus.

Células Sexuais

Gametas masculinos ou espermatozoides: os espermatozoides possuem uma cabeça alongada ou curta, uma porção intermediária e a cauda, com tamanho variando

entre 2 a 130 μ ; são bastante numerosos e pode sobreviver no meio exterior num período de tempo que varia de 23 segundos a 5 minutos. Algumas espécies possuem mecanismos defensivos de espermatozoides, como secreção das glândulas anexas, formação de espermatóforos nadadeiras transformadas em órgãos protetores do orifício genital ou em gonopódio (estrutura para introdução direta dos espermatozoides no orifício genital das fêmeas).

Gametas femininos ou óvulo ou ovo virgem (antes da fecundação) e ovo fecundado ou embrionado (após a fecundação). Os óvulos são classificados em função das diferentes quantidades de vitelo (reservas nutritivas) e das suas variadas formas de distribuição no interior do citoplasma. Essas duas características determinam aspectos diferentes no desenvolvimento embrionário.

O ovo dos peixes é do tipo **telolécito completo**, ou seja, os ovos apresentam abundante quantidade de vitelo, acumulado no poro vegetativo.

Dimorfismo Sexual

Nos peixes, geralmente, não se pode distinguir os sexos pelo exame exterior, a não ser na época de reprodução, quando a fêmea se mostra com o ventre mais abaulado, e quando, em estágio avançado de maturação, com leve compressão do abdômen, há escoamento de esperma ou óvulos, notando-s rapidamente, que se trata de macho ou de fêmea.

Os **caracteres sexuais** são classificados em **primários e secundários**. Os caracteres sexuais primários são representados, no macho pelos testículos e seus ductos e, na fêmea, pelos ovários e seus ductos. Para observá-los é necessário que o peixe seja sacrificado.

Quanto aos caracteres sexuais secundários podemos citar: papila urogenital, transformações das nadadeiras pélvica e anal; geralmente as fêmeas são maiores que os machos; aspereza frontal ou nadadeiras, modificações comportamentais; o dicromatismo sexual é outro caracter sexual secundário, nas espécies em que ocorrem, em geral, os machos são mais brilhantes ou com cores mais intensas que as fêmeas, este fenômeno está ligado a fatores genéticos e hormonais.

As características sexuais secundárias que sejam permanentes ou transitórias são diretamente dependentes de hormônios sexuais secretados pelas gônadas e indiretamente, daqueles produzidos pela hipófise.

Como exemplo de dimorfismo sexual transitório (forma de atração sexual) nos machos, podemos citar: no tucunaré, aparece uma protuberância escura entre a cabeça e a nadadeira dorsal; no pirarucu, a borda das escamas fica avermelhada; o curimatá, durante a piracema emite sons, semelhantes a roncões; no lambari e no dourado, observa-se uma aspereza (como espículas) na nadadeira peitoral.

No caso de dimorfismo sexual permanente observamos no caso das tilápias a diferença de porte entre macho e fêmea (os machos são bem maiores) e, também o formato e número de orifícios na papila genital, sendo a do macho afilada e com um orifício, e a da fêmea menos afilada e com dois orifícios; em truta e salmões, os machos desenvolvem um prognatismo (projeção anormal da mandíbula para a frente) característico a partir da maturidade sexual.

REPRODUÇÃO DE PEIXES

Reprodução é o processo pelo qual uma espécie se perpetua, transmitindo a seus descendentes as mudanças ocorridas em seu genoma. O sucesso obtido por qualquer espécie é determinado, em última instância, pela capacidade de seus integrantes reproduzirem-se em ambientes variáveis, mantendo populações viáveis.

Podemos também dizer que a reprodução é uma atividade biológica mais vital para a preservação das espécies animal e vegetal, no caso dos peixes, a reprodução no ambiente natural é determinada pela idade de maturação sexual, condições ambientais, época do ano, local de desova e cuidados com a prole exercido pelos reprodutores e matrizes de muitas espécies.

Nos peixes, como em todos os animais, os fatores determinantes da reprodução estimulam uma glândula conhecida por **hipófise**, localizada na base do cérebro, que envia mensagens (hormônios) às gônadas (ovário em fêmeas e testículos em machos), para se prepararem para a desova.

Anualmente, no verão, quando as chuvas se tornam mais freqüentes e abundantes, dá-se o aquecimento e o aumento do volume das águas dos rios, e muitos peixes de água doce de importância econômica, iniciam a grande aventura da migração e da reprodução, conhecida como **piracema (pira = peixe + cema= agitação)**, que ocorre geralmente entre os meses de novembro a fevereiro, quando os dias são mais longos e a temperatura da água é mais elevada (temperatura média de 28°C).

Durante esse período, os peixes nadam contra a correnteza, buscando a cabeceira dos rios que são ambientes propícios para a reprodução, onde liberam e

fecundam seus óvulos. É, justamente, essa viagem rio acima, o esforço realizado para vencer obstáculos e os fatores ambientais que provocam os estímulos para a reprodução.

A temperatura da água, enxurradas provocadas pelas chuvas e a ampliação da quantidade de horas de luz por dia (fotoperíodo), induzem a hipófise a intensificar a produção de hormônios para provocar a reprodução de muitas espécies de peixes. A “hipófise” é, portanto o órgão responsável que comanda o processo da reprodução.

A maturação sexual dos peixes depende de vários fatores; ela pode ser mais demorada em climas frios, enquanto é acelerada em ambientes mais quentes.

Basicamente, no que se refere à reprodução, existem espécies adaptadas a ambientes lênticos (lagos ou represas) onde desenvolvem completamente o seu ciclo de vida, reproduzindo-se naturalmente nestes ambientes, como exemplo, podemos citar a tilápia, a carpa, a traíra, o acará, o tucunaré e outros mais. No entanto, a grande maioria das espécies fluviais brasileiras, entre outros condicionantes para a reprodução, necessita como dito anteriormente realizar o evento da piracema.

A dificuldade que se apresenta no cultivo dessas espécies é a produção de alevinos, uma vez que elas não se reproduzem em tanques ou viveiros, e daí a necessidade de se proceder à reprodução induzida com a incubação dos ovos e o cultivo de larvas em laboratórios.

MODOS REPRODUTIVOS

Os modos reprodutivos em peixes apresentam uma gama enorme de variações, resultantes das mais variadas combinações entre os aspectos envolvidos, como a presença ou não de caracteres sexuais secundários, de comportamento de corte e acasalamento, mecanismo reprodutivo, tipo de ambiente escolhido para deposição dos gametas ou ovos, características dos ovos (flutuantes, aderentes, com prolongamento para fixação, com cascas córneas, etc), cuidado parental, etc. Breder & Rosen, 1966 apresentam uma extensa tabela de modos reprodutivos em peixes.

De uma forma geral a diferenciação sexual nos peixes é bastante difícil, sendo que algumas espécies não apresentam dimorfismo sexual tão evidente fora do período reprodutivo, enquanto que em outras essas características são bem evidenciadas. Essas características mais evidentes podem ser observadas durante o período reprodutivo no tucunaré (*Cichla ocellaris*), onde o macho apresenta uma protuberância entre a cabeça e a nadadeira dorsal, no curimatá (*Prochilodus scrofa*), através da emissão de sons,

durante a piracema, no pirarucu (*Arapaima gigas*) pela coloração avermelhada da borda das escamas dos machos e no dourado (*Salminus maxillosus*), pela presença de espículas na nadadeira anal.

No caso do dimorfismo sexual permanente, tem-se o exemplo da tilápia do Nilo (*Oreochromis niloticus*), em que os machos são maiores que as fêmeas, e das trutas e salmões, em que as fêmeas são maiores que os machos.

Durante o período reprodutivo a sexagem pode ser realizada através de algumas características, sendo que de uma forma geral as fêmeas apresentam o ventre abaulado e macio, a abertura urogenital intumescida, saliente e avermelhada e, os machos, que sob leve pressão abdominal no sentido encéfalo caudal liberam sêmen.

A fecundação dos ovócitos nos peixes dá-se de duas maneiras: interna ou externamente. No primeiro caso podemos ter oviparidade, ovoviviparidade e mesmo viviparidade; no segundo, ocorre a ovuliparidade. Este é o caso mais comum em peixes cultivados e de valor econômico, enquanto a fecundação interna é reservada a grandes singulares e restritos.

Existem peixes que apresentam ovos pelágicos, ou seja, após a fecundação mantêm-se em incubação livremente na coluna d'água, como o caso do curimatá – *P. scrofa* e da piapara *Leporinus obtusidens*. Outras espécies apresentam ovos demersais, ou seja, depositam-nos sobre um substrato ou no fundo do corpo d'água, geralmente em ninhos, sendo os ovos aderentes ou não. Os tucunarés – *Cichla ocellaris* e *C. temensis*, e o apaiari, *Astronotus ocellatus*, apresentam ovos demersais e aderentes e os depositam sobre uma superfície dura; a traíra – *Hoplias malabaricus* põe ovos no fundo, ovos esses não aderentes; as tilápias em geral, tanto as do gênero *Tilápia* como *Sarotherodon*, depositam os ovos em ninhos escavados, também não aderentes; a carpa *C. carpio* põe seus ovos, que são aderentes, em substratos flutuantes.

A aderência dos ovos dos peixes ocorre de dois modos: por cobertura mucilaginosa ou por filamentos. O exemplo clássico do primeiro caso ocorre com a carpa, *C. carpio*, e do segundo, como o peixe-rei *Odontheistes bonariensis*.

Outra característica reprodutiva de algumas espécies de peixes é o cuidado parental à prole. Casais que dispensam cuidados à prole fazem geralmente nidação. Esse cuidado pode ocorrer de dois modos: pela simples guarda dos ninhos e da prole, como o caso do tucunaré, *C. ocellaris*, do apaiari, *A. ocellatus* e do pirarucu, *A. gigas*, etc; pela nidação e ainda incubação ou guarda oral da prole, especialmente na presença

de predadores em potencial, podemos citar o aruanã, *Osteoglossum bicirrhosum* e tilápias do gênero *Sarotherodon (Oreochromis)*, etc. As espécies que não apresentam esta característica têm normalmente ovos pelágicos.

Em relação a esta característica são os seguintes os conceitos de Fecundidade Absoluta (FA) e Fecundidade Relativa (FR). A FA significa o número total de ovócitos encontrados nas gônadas de uma fêmea e a FR refere-se à quantidade de larvas ou alevinos que uma fêmea é capaz de produzir a partir de uma desova. Peixes que têm ovos pelágicos ou não dispensam cuidado parental à prole apresentam alta fecundidade absoluta e baixa fecundidade relativa. O contrário acontece com os peixes de nidação e que proporcionam cuidados parentais à prole, que tem baixa fecundidade absoluta e alta fecundidade relativa. A fecundidade absoluta é tanto mais baixa e a fecundidade relativa tanto mais alta quanto mais efetivo for o cuidado parental dispensado pelos reprodutores.

A REPRODUÇÃO INDUZIDA

No ano de 1934 Rodolpho von Ihering, dá sua maior contribuição para a ciência desenvolvendo o processo da reprodução artificial de peixes conhecida como **hipofisação**, método revolucionário que é disseminado e reconhecido internacionalmente sendo utilizado como prática rotineira até nos dias de hoje.

A hipofisação ou reprodução induzida é uma técnica que consiste na aplicação de extrato da glândula hipófise de peixes e/ou hormônios sintéticos em reprodutores machos e fêmeas próximos da época de reprodução.

Nos peixes, como em todos os animais, os fatores determinantes da reprodução estimulam a glândula, conhecida por hipófise, existente na base do cérebro, que envia mensagens (hormônios) às gônadas (ovários em fêmeas e testículos em machos), para que se preparem e realizem a desova.

A reprodução é a atividade biológica mais vital para a preservação das espécies animal e vegetal, no caso dos peixes, conforme dito anteriormente, a reprodução no ambiente natural é determinada pela idade de maturação sexual, condições ambientais, época do ano, local de desova e cuidados da prole exercidos pelos reprodutores e matrizes de muitas espécies.

Porém, muitas espécies de peixes de água doce de importância econômica necessitam migrar rio acima para realizarem a reprodução, fenômeno este conhecido

como **piracema**. É, justamente, essa viagem rio acima, esse esforço e os fatores ambientais que provocam os estímulos para a reprodução.

A "Piracema" em tupi, quer dizer "saída dos peixes para a desova". Dias mais quentes chuvas mais freqüentes e água mais oxigenada são alguns dos sinais de que o período reprodutivo dos peixes está chegando. Machos e fêmeas dispersos nos rios, lagos, baías e áreas de alimentação saem para a calha dos rios, deslocam-se milhares de quilômetros formando cardumes que se dirigem às áreas de desova, onde estarão próximos, maduros, prontos para o acasalamento. Durante a piracema, os peixes tornam-se presas fáceis. A viagem de centenas de quilômetros os deixa extenuados, e muitos pescadores aproveitam-se dessa fragilidade para capturá-los facilmente, e em grandes quantidades. Agindo desse modo, interferem em todo o processo de perpetuação da espécie e renovação dos estoques, que será sentido na diminuição do tamanho dos peixes e na quantidade disponível para a pesca nos anos subseqüentes. Por isso é tão importante a proteção dos peixes na época da piracema.

Os peixes migradores não se adaptam ao regime das águas lânticas dos reservatórios, tanques e viveiros para completar seu ciclo reprodutivo. A reprodução induzida em laboratório, das espécies cultivadas em tanques, viveiros ou capturadas próximo às barragens, na época da piracema, visa à conservação da biodiversidade e à manutenção da pesca.

Manejo e Seleção de Peixes Reofílicos

A piscicultura como uma bio-indústria inicia-se com a produção de alevinos de espécies potencialmente cultiváveis, para o desenvolvimento de programas de recuperação de ambientes degradados, além da manutenção e preservação das espécies com a finalidade de que este seguimento seja garantido.

O domínio da propagação artificial de peixes é um dos fatores intimamente ligado a este sucesso, porém nem sempre é uma tarefa fácil, principalmente devido a pouca disponibilidade de informações sobre a biologia das espécies de peixes neotropicais.

Vários são os fatores que podem afetar na preparação de um reprodutor para que este atinja o objetivo principal, que é de responder à indução aos hormônios gonadotróficos e/ou hipofisários, produzindo ovos viáveis e conseqüentemente juvenis de boa qualidade, para que isto ocorra deve ser levado em conta o conhecimento do comportamento reprodutivo da espécie em cativeiro, da origem e quantidade disponível do plantel de reprodutores, do manejo de criação destes reprodutores (período de

desova, alimentação, requerimentos nutricionais, qualidade e quantidade de água, densidade de estocagem, entre outros). A seguir serão apresentados alguns aspectos que se devem ser levados em conta quando do manejo da criação de reprodutores, objetivando êxito na propagação artificial.

Manejo de Reprodutores

Origem dos Reprodutores:

A criação de reprodutores é uma pré-condição para assegurar o êxito na seqüência de todo o segmento, desde a obtenção dos gametas até a produção dos peixes para o mercado.

O primeiro passo é se preocupar com a origem dos reprodutores. Os peixes podem ser obtidos do ambiente natural já em estágio adultos, ou então jovens.

Indivíduos jovens são mais fáceis de serem transportados até os viveiros de criação e, tornam-se mais domesticados durante o processo de criação e formação de reprodutores, respondendo com maior facilidade as injeções de hormônios para a indução à ovulação e espermição. Outra opção é formar o plantel de reprodutores a partir de alevinos adquiridos de pisciculturas, porém, deve ser conhecida a origem desses peixes, para evitar consangüinidades excessivas.

Um fato bastante comum é o piscicultor comprar ou selecionar de seu próprio criatório, peixes grandes para a formação de reprodutores, podendo cair em um erro, pois, dependendo da espécie, os peixes maiores são quase sempre fêmeas, conseqüentemente poderá ter no final um plantel basicamente composto com exemplares fêmeas, ou com um número reduzido de exemplares machos.

Características da Água e Viveiros no Manejo de Reprodutores.

Os estímulos para que se ocorra à reprodução dos peixes no ambiente natural tem duas origens, endógena e exógena.

O estímulo de origem endógena é a somatória do desencadeamento de ações hormonais, principalmente da hipófise; enquanto que os estímulos exógenos, tais como o aumento de temperatura, do pH, da condutividade, da turbidez, entre outros, fazem com que os peixes desovem.

Estes processos citados acima devem ocorrer também no ambiente de cativeiro.

A água deve ser de boa qualidade, isenta de poluentes, pH variando entre 6,5 a 8,0, alcalinidade e dureza sempre acima de 30 mg/litro, oxigênio dissolvido acima de 5 mg/litro, sendo que níveis abaixo de 3 mg/litro, podem provocar estresse e inibir o desenvolvimento gonadal; a temperatura deve apresentar níveis de conforto térmico para espécie a ser criada.

Viveiros para Criação e Manutenção de Reprodutores.

As dimensões dos viveiros, como tamanho e a profundidade adequados é de fundamental importância para o bem estar dos peixes, recomendam-se viveiros entre 300 a 500m², e a profundidade em torno de 1,5 a 2,0 metros.

Viveiros muito grandes não são indicados para a estocagem de reprodutores, isso porque após duas a três capturas de peixes para reprodução, o restante dos peixes podem entrar em regressão devido ao manuseio excessivo dos mesmos.

Densidade de Estocagem:

É recomendado utilizar-se a densidade de estocagem de 250 a 300g/m² para peixes nativos, pois altas taxas de estocagem podem prejudicar a formação das gônadas devido à piora na qualidade da água, estresse, etc; enquanto baixas densidades causam a perda de espaço e, conseqüentemente de dinheiro; para algumas espécies como tais como o piau, *Leporinus* sp.; pacu, *Piaractus* sp. e tambaqui, *Colossoma* sp., o ideal é que sejam criados em sistema de monocultivo, ou seja, apenas uma espécie no viveiro, agora para os *Brycon*, como o matrinxã, a piracanjuba, o dourado *Salminus* sp, que necessitam de um peixe forrageiro para servir de alimento às larvas ainda na fase de incubação, é necessário o bi cultivo ou seja, a matrinxã como espécie principal e uma outra espécie para ser desovada e, as larvas servirem como forrageiras, alguns exemplos seria criar em conjunto matrinxã e curimatá (*Prochilodus* sp), matrinxã e piau (*Leporinus* sp).

Aspectos Nutricionais

Uma alimentação pobre pode prejudicar a formação das gônadas, o desenvolvimento embrionário, a resistência ao manuseio de reprodução, causando

grande mortalidade dos reprodutores pós desova, além das larvas não serem de boa qualidade.

É de fundamental importância conhecer o comportamento e o hábito alimentar da espécie a ser criada e seus requerimentos nutricionais, com isso poderá ser determinado o tipo e a forma de alimento a ser empregado aos peixes, como, ração extrusada e/ou peletizada, como administrar o alimento, entre outros fatores.

Como exemplo de diferenças de comportamento alimentar de peixes, podemos citar as espécies dos gêneros *Colossoma* e *Piaractus*, que apresentam, praticamente, o mesmo comportamento alimentar, demonstrando uma preferência para captura de alimento em trânsito na coluna de água; entretanto, também se alimentam na superfície e no fundo do viveiro.

O gênero *Brycon* apresenta comportamento semi-agregado, nadando em cardume pelo viveiro, demonstrando um comportamento alimentar altamente agressivo diante do alimento, preferindo alimentar-se na superfície quando da caída do pellete, ou em trânsito na coluna de água. Se o alimento chegar ao fundo, dificilmente o peixe irá pegá-lo, a não ser em condições de privação de alimento, na falta de um arraçoamento correto.

Na policultura entre *Brycon* e *Colossoma*, quando esses animais são criados nessa condição e apresentam o mesmo tamanho e o arraçoamento é feito manualmente com ração prensada, é possível observar que os matrinxãs chegam primeiro no local onde a ração está sendo fornecida e, após alguns minutos, os pacus vão ocupando o espaço e o dominam completamente, restando para os matrinxãs, a periferia do local, aguardando alguma oportunidade para também se alimentarem. Quando se utiliza uma ração extrusada expandida, esse domínio pelo pacu não é observado, colocando os animais em iguais condições, com ligeira vantagem para o matrinxã. Isso se deve exatamente ao hábito alimentar das duas espécies, onde o pacu tem a sua preferência pela meia água e fundo enquanto o matrinxã tem sua preferência pela superfície.

Essas informações revelam que dependendo da forma física da ração (prensada ou extrusada), o procedimento na alimentação deve ser adequado ao comportamento dos peixes, segundo a espécie e o sistema de criação.

Os conhecimentos sobre os requerimentos nutricionais das espécies a serem criadas como reprodutores é de suma importância, pois, uma ração com níveis de proteínas e vitaminas adequadas nas fases de preparo do reprodutor para desova e pós-desova é de grande importância no êxito da propagação artificial dos peixes.

A falta de uma alimentação adequada, bem como uma dieta deficiente em aminoácidos, vitaminas e minerais, conseqüentemente vai afetar tanto na formação das gônadas, como também na ovulação e espermiacão dos peixes.

Estresse

O estresse é um fator contributivo principalmente em erupções de doença, a não preparação de reprodutores para desova, o crescimento deficiente, entre outros fatores.

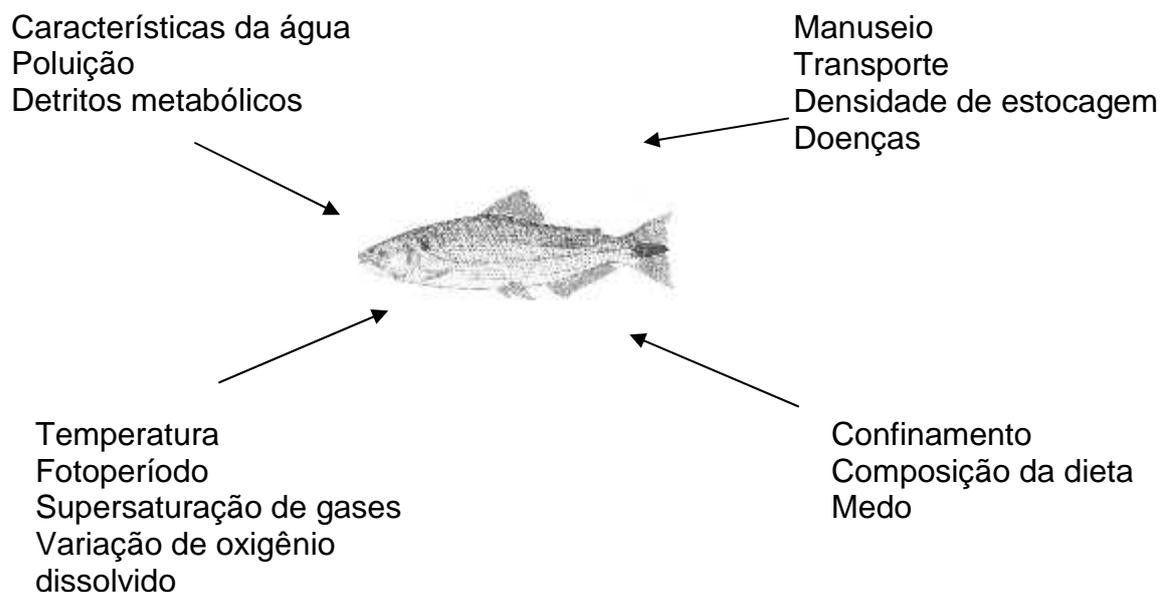
Seyle (1950), define estresse como “a soma de todas as respostas fisiológicas pelas quais um animal tenta manter ou restabelecer um metabolismo normal em face de uma força física ou química”.

A prevenção de doenças em peixes através do manuseio do próprio ambiente requer um entendimento de como os fatores ambientais e estressantes afetam a fisiologia na criação dos peixes. As condições ambientais e seu aprimoramento através de melhores técnicas de criação de peixes podem ter uma significativa sustentação na infestação hospedeiro/patógeno/ambiente. Abaixo são listados alguns procedimentos de importância para melhorar as práticas de manejo:

- 1. Manter as características de qualidade da água dentro do requerimento das espécies que estão sendo criadas;
- 2. Manter a densidade da população regulada em níveis baixos, suficiente para prevenir estresse por alta densidade e, portanto minimizar os problemas de doenças;
- 3. Aprender a reconhecer os fatores de estresse ambiental. Diminuindo ou eliminando o manuseio e outras fontes de estresse e usar medicamentos profiláticos para prevenir a ativação latente de infestação;
- 4. Quando o estresse é inevitável, deixar um tempo suficiente para a recuperação, baseado nos distúrbios fisiológicos envolvidos, antes de manejá-los novamente ou estressando o peixe;

Podemos acrescentar ainda para as espécies criadas em regiões tropicais e subtropicais, que sejam mantidas dentro do conforto térmico requerido para cada uma. Para isso, cada espécie tem que ser escolhida segundo a sua adaptação às condições de criação a que serão submetidas.

Fig 1 – Fatores físicos e químicos da água, biológicos, e de manuseio que podem causar estresse nos reprodutores e, conseqüentemente influenciar na reprodução.



Aceleração da Maturação Gonadal:

Dentre os fatores que podem acelerar a maturação gonadal dos peixes podem ser destacados: a temperatura, a nutrição adequada e a eliminação de fatores estressantes do ambiente de criação.

Peixes que desovam no ambiente natural apenas em uma determinada época e vez por ano, como o pintado *P. corrucans*; a cachara *P. fasciatum*; o tambaqui *C macropomum*, quando criado em cativeiro e submetidos a manejo de temperatura (manutenção de temperatura adequada), densidade de estocagem ideal (250 a 300 g/m²) e alimentação adequada, chegam a desovar até três vezes num mesmo ano.

É comum o uso de viveiros estufas (Fig - 2) para manter a temperatura adequada aos peixes proporcionando assim mais de uma desova por ano.



Fig 2 – Estufas utilizadas para manutenção de temperatura, em viveiros de reprodutores.

Seleção dos Reprodutores para Hipofisação:

Método Não Evasivo

A seleção dos peixes para indução a propagação deverá ser realizada no próprio viveiro, com base nas características extragenitais presente no período reprodutivo.

Os caracteres extragenitais mais marcantes e fáceis de serem observados para os machos maduros, é que, quando levemente pressionados no abdômen deixam fluir o líquido espermático, de aspecto branco leitoso e considerável viscosidade.

Os machos de algumas espécies apresentam dimorfismo sexual no período reprodutivo, uma delas é a aspereza na nadadeira anal, caso da piracanjuba *Brycon orbignyanus*, do dourado *Salminus brasiliensis*, do lambari *Astyanas* sp.; outras espécies emitem sons, caso do curimatá *Prochilodus* sp.; Nas espécies dos gêneros *Piaractus*, *Colossoma*, *Prochilodus*, *Brycons* quase sempre, os machos são bem menores que as fêmeas.

No caso das fêmeas (Fig - 3), as mesmas apresentam ventre abaulado, papila genital proeminente e avermelhada, porém, no processo da seleção o ideal é que quando for realizada a seleção, os reprodutores estejam no mínimo 2 dias sem receberem alimentação, para que o ventre abaulado não seja confundido com alimentação.



Fig -3 – Seleção de fêmeas para indução à reprodução induzida

Método Evasivo

O êxito da hipofisação depende da correta avaliação do estado de maturação gonadal dos peixes.

As quantidades de hormônio requeridas para provocar a maturação final e ovulação nas fêmeas variam diretamente com o estado de maturação dos ovócitos que estes peixes apresentam, muito embora a técnica de observação através das características externas como ventre abaulado, papila genital proeminente e avermelhada para fêmeas, seja um indício que os reprodutores estejam aptos a serem hipofisados, porém ainda podem ocorrer erros, em índices que variam de 30% a 40%, uma forma bastante segura desde que já se conheça bem a biologia da espécie é o uso da canulação ou biópsia ovárica, a qual determinará se o reprodutor está apto ou não para receber a injeção de hormônio indutor a liberação dos gametas femininos, através do diâmetro dos ovócitos, bem como a posição de seu núcleo.

Existem dois métodos de extração dos ovócitos: o primeiro consiste em, após a separação da fêmea através da observação das características extragenitais, introduzir através de seu oviduto, um tubo de plástico fino (cânula), e extrair por sucção, com a ajuda de uma seringa descartável, acoplada a ela, uma pequena amostra de ovócitos, tendo o cuidado de imobilizar o peixe, utilizando-se anestésico, evitando dessa forma movimentos bruscos que possam causar traumatismos internos (Fig 4); a segunda é através de uma agulha calibre grosso (40 X 20 mm), conectada a um tubo plástico, flexível, diâmetro 3 mm, e na outra extremidade uma seringa de injeção para provocar a sucção, considera-se o local de introdução da agulha para retirada da amostra de ovócito o início da nadadeira ventral e a linha lateral como pontos de referência, a partir

da linha lateral, dividir a parte inferior ventral em 3 partes e inserir a agulha na parte do meio, com leves movimentos, fazer a sucção e retirar a amostra, também com peixe anestesiado (Fig 5).

Após a coleta, os ovócitos devem ser colocados em um recipiente e recobertos com uma solução fixadora composta de 1 litro de água + 6,5% de NaCl + 1,0 ml de formaldeído.

Em seguida, os ovócitos podem ser colocados em placa de Petri, retirada a solução fixadora, adicionada uma solução clarificadora (Líquido de Serra) e levando até uma lupa para avaliação da porcentagem de ovócitos com núcleo em posição central, migrando, periférico, ovócitos maduro e em regressão.

Esta técnica só torna eficaz se os ovócitos da espécie selecionada se desenvolvem ao mesmo tempo, não havendo grande diferença do estado de maturação, deve se ter um desenvolvimento sincrônico do ovário.

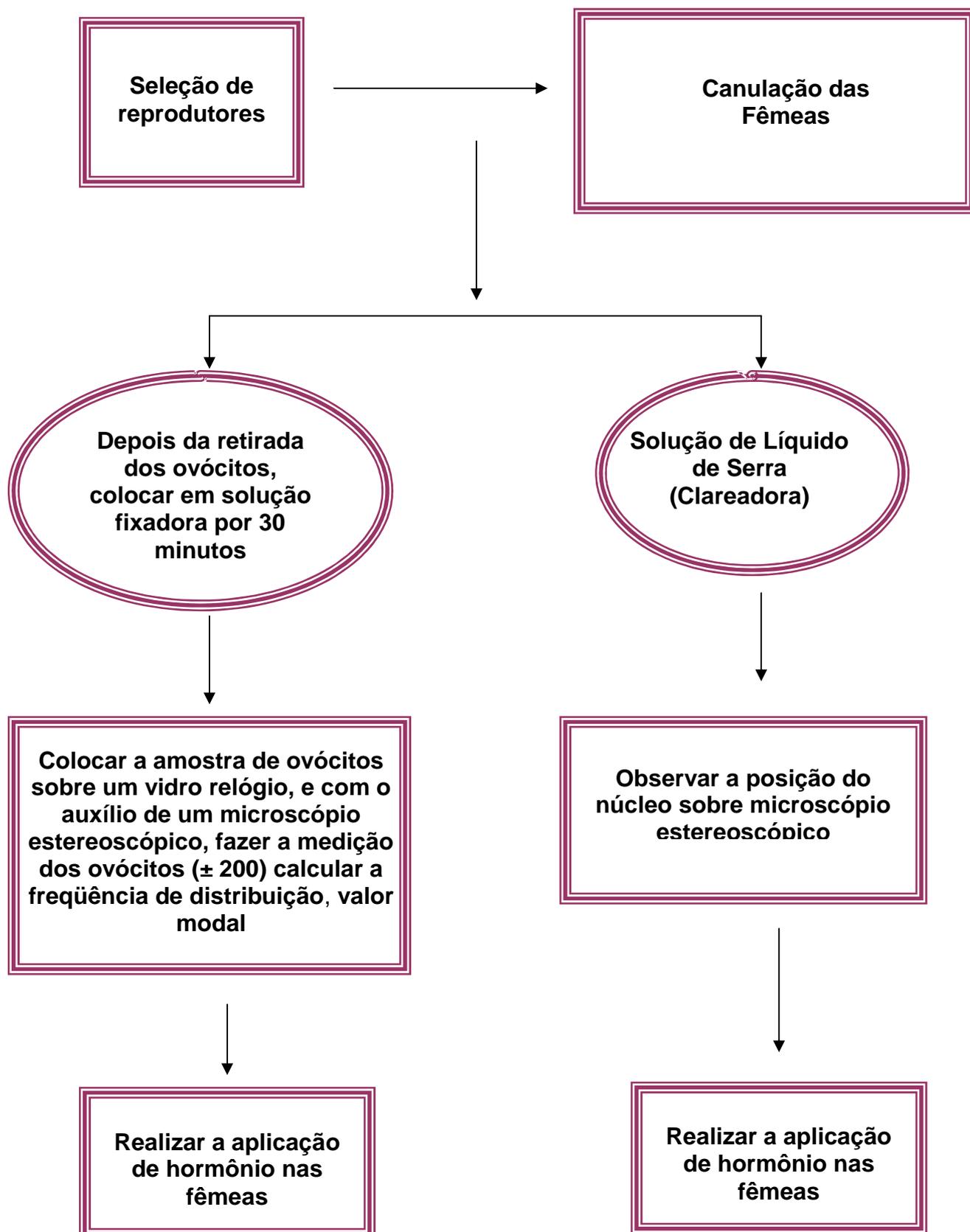
O diâmetro dos ovócitos tem que ser conhecido durante toda a fase do desenvolvimento dos ovários das espécies que se pretenda realizar a propagação artificial.

A tabela I apresenta alguns estudos relacionados com tamanho de ovócitos, relacionados à aplicação de hormônios para propagação artificial de espécies reofílicas.

Tabela I – Distribuição em % do diâmetro dos ovócitos, índice de resposta, taxa de fertilização, taxa de eclosão e autor, para espécies reofílicas

Diâmetro dos ovócitos (mm) (1ª Dose)	Índice de resposta (%)	Taxa de fertilização (%)	Taxa de eclosão (%)	Espécie	Autor
939,6 -1001,6		95	85	Matrinxã <i>Brycon cephalus</i>	Romagosa, et al, 2001.
1001,6		60	40		Romagosa,; et al, 2001.

Fig 4 – Seqüência do evento para canulação, via oviduto



Seqüência de Atividades para Indução a Desova Artificial de Peixes

Captura de Reprodutores nos Viveiros, Seleção e Transporte para o Pavilhão de Reprodução

O êxito da hipofisação depende da correta avaliação do estado de maturação gonadal dos peixes.

Capturados os peixes, a seleção será realizada no próprio viveiro, com base nas características extragenitais presente no período reprodução.

Os machos maduros, pressionados no abdômen deixam fluir o líquido espermático, de aspecto branco leitoso e considerável viscosidade, além disso, algumas espécies apresentam dimorfismo sexual, como o dourado, a piracanjuba e o lambari, que apresentam aspereza na nadadeira anal, o tucunaré apresenta uma protuberância na cabeça, já o curimbatá macho emite um som parecido com o ronco de um motor de popa. As fêmeas apresentam abdômen abaulado e macio, orifício genital avermelhado e levemente proeminente (dourado, pacu, matrinxã, pintado, curimbatá, piau).

É importante não confundir com peixes alimentados, dessa forma recomendamos que a alimentação seja suspensa por um período de dois a três dias que anteceda a captura dos reprodutores.

Seleção de Reprodutores



Matrinxã ♀

Matrinxã ♂

Capturados nos viveiros, os peixes são separados por sexo, colocados em macas de tecido permeável de algodão suave e transportados dentro de caixas plásticas, fibra de vidro ou sacos plásticos com suplementação de aeração ou oxigenação para o laboratório de reprodução artificial de peixes.



.. Transporte de reprodutores para o laboratório de reprodução

Indução e Desova com Aplicação de Hormônio

Transportados ao laboratório, os peixes são marcados utilizando-se fio de nylon ou arame colorido (fio de telefone, que dispensa agulha de sutura), o qual é atado por transfixação dorsal com agulha de sutura, e pesados.

Executadas essas atividades, os reprodutores separados por sexo, deverão ser colocados em caixa de contenção de reprodutores, onde é muito importante que as caixas tenham entrada e saída de água, suficiente para manter os peixes em condições ideais de oxigênio dissolvido.

Com os peixes marcados e pesados inicia-se o processo de aplicação do agente indutor para a reprodução artificial dos peixes.

Comumente utiliza-se para peixes nativos o extrato bruto de hipófise (EBH). As hipófises dos peixes doadores devem ser maceradas em um gral de porcelana com o auxílio de um pistilo; adicionam-se algumas gotas de glicerina, a pasta obtida é diluída em solução fisiológica a 0,9%.

O extrato bruto de hipófise é sempre administrado em duas aplicações, uma dose preparatória (10% da dosagem total) para maturação total e uma dose decisiva (100% da dosagem total) para a ovulação e a liberação dos ovócitos.

A dosagem e o intervalo devem variar conforme o período reprodutivo. De modo geral, nas fêmeas, na primeira dose utiliza-se 0,5 mg de EBH/kg de peixe, diluído em 0,5 ml de solução fisiológica a 0,9%/kg de peixe, na segunda dose que deve ocorrer 8 a 12 horas após a aplicação da 1ª dose, dependendo do grau de maturidade do reprodutor e

a época do período reprodutivo, utiliza-se 5,0 mg de EBH/kg de peixe, diluído em 1,0 ml de solução fisiológica a 0,9%/kg de peixe. A administração das injeções se dá intraperitonealmente, na base da nadadeira peitoral, em ângulo de 45° em direção à nadadeira caudal.

Os machos, geralmente recebem uma única dose de 0,5 a 2,0 mg de extrato bruto de hipófise/kg de peixe diluído em 0,5 ml de solução fisiológica/kg de peixe, logo após a segunda dose das fêmeas.

A aplicação se faz com o reprodutor mantido dentro d'água, com o abdômen emergido, utilizando-se uma seringa com agulha 27 X 7 ou 27 X 8.

Exemplo de cálculo de dosagem:

3 fêmeas () pesando : 3,0 Kg
 2,5 Kg
 1,5 kg

 Total = 7,00 Kg

Primeira dose = 7 Kg X 0,5 mg de hipófise/ Kg = 3,5 mg

Soro fisiológico = 7 Kg X 0,5 mililitros (ml) soro fisiológico/ Kg = 3,5 ml

Aplicar -----1,5 ml na de 3,0 Kg
 1,25 ml na de 2,5 Kg
 0,75 ml na de 1,5kg

Segunda dose = 7 Kg X 5,0 mg de hipófise/ Kg = 35 mg

Aumentar a quantidade de soro fisiológico para 1,0 mililitro (ml) por Kg

Soro fisiológico = 7 Kg X 1,0 mililitros (ml) soro fisiológico/ Kg = 7,0 ml

Aplicar -----3,0 ml na de 3,0 Kg
 2,5 ml na de 2,5 Kg
 1,5 ml na de 1,5kg



Nos machos () aplica-se apenas uma dose, após a administração da segunda dose das fêmeas

A quantidade ideal de extrato bruto de hipófise recomendada para os machos varia de 0,5 a 2,0 mg/Kg, quando com leve pressão no abdômen os machos liberam grande quantidade de esperma, utiliza-se uma dosagem menor, e quando flui pouco liquido espermático recomenda-se então, uma dose maior, a metodologia empregada para o calculo é igual a das fêmeas.



Acompanhamento da Maturação Final

Após a aplicação da segunda dose, os reprodutores entram em processo de maturação final dos ovócitos, processo esse que leva um determinado intervalo de tempo para acontecer.

Este intervalo é denominado “**hora-grau**”, que quer dizer unidades térmicas acumuladas, ou seja, a cada hora após a aplicação da 2ª dose do hormônio nas fêmeas, registra-se a temperatura da água onde estão estocados os reprodutores e soma-se

este acumulo, até o tempo ideal em que cada espécie encontra-se apta a liberar os óvulos (desovar)

Exemplo: A matrinxã desova entre 130 a 160 **horas-grau** então:

Segunda aplicação das fêmeas às 18:00 horas:

Hora	Temperatura da água	Soma	Hora-grau
18,00	28	-	-
19,00	28	28	28
20,00	27	28 +27	55
21,00	27	28 +27 +27	84
22,00	26,5	28 +27 +27+26,5	108,5
23,00	26,5	28 +27 +27+26,5+26,5	135,0**
24,00	26,5	28 +27 +27+26,5 +26,5+26,5	161,5**

**** Horário provável de resposta à indução hormonal (desova)**

A hora-grau varia de espécie para espécie, e é um parâmetro muito importante, pois indica-nos o horário provável em que o peixe estará pronto para se reproduzir ou ser extrusado (retirada de ovócitos e esperma)

Hora-grau para algumas espécies nativas de peixe:

Espécie	Temperatura da água	Hora-grau
Matrinxã	27	130-170
Piau	27	180-220
Piau	25	220-250
Curimbatá	27	180-200
Curimbatá	25	210-230
Pacu	25	210-230

As espécies de peixes apresentam características que possibilitam identificar o momento propício à extrusão, no caso da matrinxã, a mesma fica parada no tanque de reprodutores durante todo o processo que antecede a desova, momento antes da desova começam a se movimentar, o tambaqui e o pintado tem movimentos de contração perceptíveis ao leve toque na região ventral, já espécies como o piau e o curimbatá, é sempre bom colocar juntos 1 macho com as fêmeas, 2 a 3 horas que

antecede as desovas, pois no horário certo acontece a dança nupcial, somente nesse ponto coletam-se os peixes e realiza-se a extrusão.



Dança Nupcial: os peixes começam a liberar os ovócitos

Extrusão

Com uma maca coleta-se a fêmea no tanque de reprodutores. Com a ajuda de uma toalha, segurando com uma mão a cabeça do peixe e com a outra tapa-se o seu oviduto, levando-a a uma mesa, onde, sobre esta deve haver uma espuma espessa e seca, enxuga-se o peixe cuidadosamente e executa-se movimentos sincronizados e delicados no abdômen do peixe no sentido da cabeça para o anus, com as mãos, possibilitando a extrusão dos óvulos, permitindo dessa forma que os mesmos sejam coletados em uma bacia plástica previamente pesada e seca.



Enxugar bem o peixe antes de iniciar o processo



Comportamento reprodutivo



Extrusão de uma fêmea



Extrusão de machos



Extrusão de fêmeas



Uma vez coletados, os ovócitos são pesados, para avaliação da quantidade e eficiência da desova.

Quando da extrusão do sêmen, deve-se sempre ter o cuidado de evitar-se a contaminação do mesmo por urina, fezes, sangue e água, desprezando-se as primeiras gotas, evitando dessa forma sua ativação antecipada.

Na bacia plástica (seca) os ovócitos e o sêmen devem ser bem homogeneizados, utilizando-se uma pena ou uma espátula (tipo pão duro), em seguida adicionar um pouco de água e, novamente homogeneiza-se por 1 a 1,5 minutos, com movimentos suaves para ativação da motilidade espermática e fecundação, gradativamente vai se adicionando água para a hidratação dos ovos já fertilizados, Após a hidratação, os ovos são colocados em um recipiente graduado, para medição da quantidade produzida por fêmea, e os mesmos são então transferidos para incubadoras de 60 a 200 litros de água

numa média de 1000 a 1500 ml de ovos hidratados. O fluxo de água das incubadoras deverá estar em torno de 2 a 3 litros por minuto e, posteriormente, quando da eclosão das larvas, deverá ser aumentado para 6 a 8 litros por minuto.



Fecundação



Ovos hidratados sendo quantificados



Ovos hidratados prontos sendo colocados nas incubadoras

Incubação de Ovos e Larvas

Na fase do desenvolvimento embrionário deve ser realizada a taxa de eclosão, a fim de determinar-se a quantidade de larvas que vão nascer.

Para isto, coleta-se cerca de 200 ovos, quando as larvas já estão se movimentando dentro do córion. Coloca-se a amostra coletada em um recipiente transparente (placa de Petri ou vidro relógio) e leva-se a um microscópio estereoscópico e, realiza-se a contagem de quantos estão viáveis (as larvas estão se mexendo) e os não viáveis (denominados de gorados), com isso tem-se a quantidade de larvas que vão nascer, pois se mediu a quantidade de ovos hidratados que se colocou na incubadora, isto deve ser feito em cada incubadora.

A quantidade de ovos hidratados por litro varia de espécie para espécie. Para o matrinxã, a quantidade de ovos hidratados (após 10 minutos da fertilização) gira em torno de 80 a 90 mil por litro, para o piau gira em torno de 120 mil e para o curimatã gira em torno de 100 mil.

As larvas recém eclodidas iniciam movimento gradativo de natação na coluna de água da incubadora de baixo para cima durante o processo de absorção parcial do saco vitelino e enchimento da bexiga natatória, num período de 3 a 5 dias, nesse ponto, encontram-se prontas para serem levadas ao viveiro de larvicultura. A temperatura da água determina o tempo de permanência das larvas nas incubadoras, porém deve ser respeitado o limite de tolerância de cada espécie.

Na fase de criação nas incubadoras a qual engloba o desenvolvimento embrionário e larval, devem ser tomados alguns cuidados básicos como:

- Suprimento adequado de água de boa qualidade e ausência de material orgânico;
- Evitar flutuações bruscas da temperatura da água;
- Evitar raios solares diretamente nos ovos e larvas

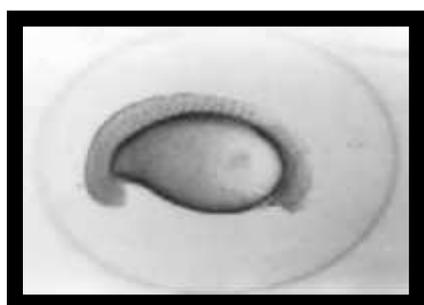
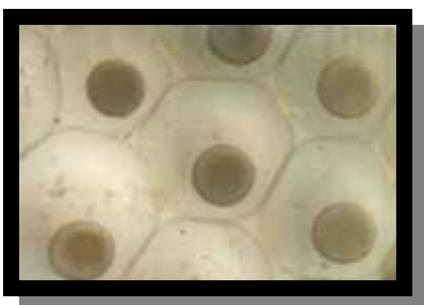
A duração do desenvolvimento embrionário e a permanência das larvas nas incubadoras dependem, diretamente da temperatura e da espécie que se esta trabalhando como:

Ovo a Larva (Eclosão)

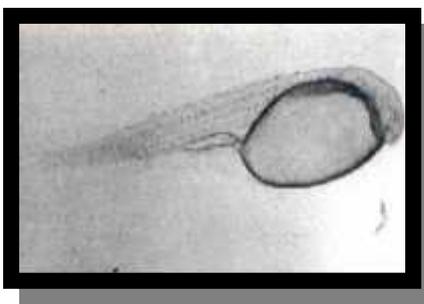
ESPÉCIE	TEMPERATURA (°C)	HORAS
CURIMBATÁ	25	16 a 18
PACU/TAMBAQUI	27	14 a 16
PINTADO	27	16 a 18
MATRINXÃ	27	14 a 15
PIAU	28	14 a 16

Larva a Larva (que se alimenta, pronta para ir para os viveiros)

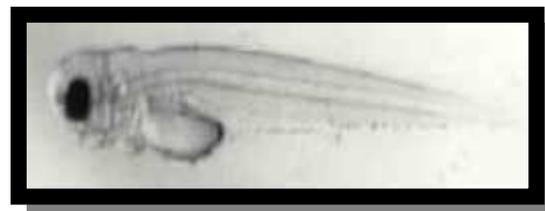
ESPÉCIE	TEMPERATURA (°C)	DIAS
CURIMBATÁ	25	3 a 4
PACU/TAMBAQUI	27	4 a 5
MATRINXÃ	27	3
PIAU	28	3



Desenvolvimento Embrionário



Larva recém eclodida



Larva com dois dias de idade



Larva de matrinxã predando outra



Juvenil

Hormônios Sintéticos Utilizados na Propagação Artificial de Peixes

Vários são os tipos de hormônios e métodos de tratamentos para a indução e ovulação, dentre eles encontram-se os análogos de GnRH (LHRHa, sGnGH, (GnRH de salmão), comercializados em frascos de 1 a 5 microgramas, utilizados doses de 10 a 15 microgramas/Kg de fêmea e 3 a 5 microgramas/Kg para machos, em única dose.

Os métodos de tratamento por hormônios são aplicados nos peixes através de injeções, implantes, administração oral e imersão.

Criação de Larvas

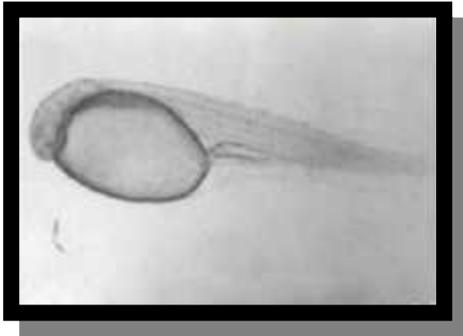
Desenvolvimento Larval

As larvas de peixes recém eclodidas não possuem boca, anus, intestino, brânquias, etc.

O desenvolvimento destes órgãos começa a acontecer ainda na incubadora e pode durar de 4 a 6 dias, nesta fase, a larva nutre-se do saco vitelino que decresce rapidamente com crescimento da boca e intestino. O tamanho do saco vitelino e a quantidade de reserva de alimento variam de espécie para espécie.

O tempo em que as larvas começam a capturar o alimento externo, varia conforme a espécie, o curimatá, *Prochilodus* sp. inicia a captura de alimento externo com aproximadamente 3 a 4 dias, o pacu, *Piaractus mesopotamicus* com 5 dias, o tambaqui, *Colossoma macropomum* com 4 dias, o matrinxã, *Brycon amazonicus* com 3 dias, a partir deste momento é que as larvas necessitam de alimentos externo, e o melhor alimento para elas são os organismos do plâncton como os rotíferos e duas ordens de crustáceos, Cladóceras e Copépoda. Conforme as larvas vão crescendo

alimentam-se também de muitos outros grupos de invertebrados, tais como, Gastrópodos, Hirudíneas, Dípteras Odonatas, Ostracodas etc.



Larva de peixe recém eclodida



Larva de peixe pronta para ir para o viveiro

Predadores

Os inimigos naturais de larvas e alevinos de peixes são um dos maiores entraves para a produção em alta escala. As condições ecológicas tropicais e subtropicais favorecem o desenvolvimento dos predadores aquáticos, coincidentemente na mesma época da desova dos peixes reofílicos. Dentre os inimigos naturais podemos citar os insetos aquáticos, os peixes carnívoros, os répteis, os anfíbios, as aves e alguns mamíferos.

Classificação

Micro: São os copépodos ciclopóides carnívoros que se agarram às larvas, arranham sua fina pele ou as nadadeiras; bastam poucos ciclopóides para matar centenas de larvas em pouco tempo.

Macro: São todos aqueles animais que mastigam ou engolem as larvas. Ex: ninfas de odonata, hemípteros, coleópteros e vertebrados predadores.

Preparação e Manejo de Viveiros para Criação de Larvas

A preparação de viveiros para a recepção de larvas tem um significado decisivo na obtenção de sucesso na produção de alevinos, assegurando um ambiente adequado às larvas ali estocadas, enquanto importantes consumidoras nos ecossistemas aquáticos. Para isso é importante conhecer as diferenças em seus hábitos alimentares, para um melhor direcionamento na preparação dos viveiros.

Características gerais de um viveiro para criação de larvas:

- ausência ou o mínimo de qualquer predador;
- ausência ou o mínimo de agentes causadores de doenças;
- boa qualidade de água;
- alimento natural abundante e no tamanho adequado.

Deve ser realizado um cronograma de preparação dos viveiros, para que se obtenha uma boa sobrevivência de alevinos, tais como: exposição ao sol, calagem, adubação, manejo da água, povoamento das larvas, acompanhamento do crescimento de larvas e alevinos, alimentação e despesca e venda dos alevinos.



Viveiros utilizados para criação de larvas

a) Exposição ao sol: antes de começar o ciclo de produção de alevinos, é aconselhável deixar os viveiros receptores de larvas sem água por um período de 14 a 20 dias, a fim de garantir a desinfecção física e a mineralização da matéria orgânica.

A preparação do viveiro deve ser iniciada 5 a 6 dias antes da estocagem das larvas. Não é recomendado um período maior de descanso entre o enchimento dos viveiros das larvas, devido à possibilidade de proliferação de predadores.

b) Calagem: a calagem é muito importante, principalmente nas áreas do fundo do viveiro onde ficam pequenas poças de água;

A cal mata peixes e outros animais indesejáveis, desinfeta o fundo e melhora a capacidade neutralizadora da água, mantendo o pH da água numa alcalinidade fraca, propiciando com isso, o crescimento ótimo para peixes, além de liberar nitrogênio, fósforo, potássio e outros elementos nutricionais essenciais que são absorvidos pelos sedimentos do viveiro, podendo também enriquecer a fertilidade da água, uma vez que o cálcio é um elemento nutritivo importante para os animais e os vegetais.

A cal viva deve ser aplicada nas primeiras horas da manhã. A quantidade a ser aplicada dependerá do objetivo desejado: caso seja somente para matar peixes e/ou insetos indesejáveis aplica-se somente pequenas quantidades nestas poças (\pm 400 kg/ha), caso o viveiro tenha apresentado algum tipo de enfermidade durante o período de criação, então, o recomendado é fazer um expurgo utilizando-se 400 a 1.000 grama/m².

A cal viva em forma de pó deve ser distribuída uniformemente sobre toda a superfície do viveiro, o fundo deste deve estar molhado para que se obtenha uma reação imediata e um bom efeito desinfetante. Se for polvilhado sobre o fundo seco, o contato com o CO₂ do ar converte o CaO (óxido de cálcio) rapidamente em carbonato de cálcio (CaCO₃) o qual não tem nenhuma ação desinfetante.

Cerca de 4 a 6 horas depois de aplicada, a cal deve se misturada com a lama do fundo do viveiro, evitando dessa forma a elevação do pH da água.

c) Adubação: um programa de fertilização orgânica e inorgânica nos viveiros de larvicultura otimiza os aspectos nutricionais de zooplâncton, incluindo a produção de bactérias aquáticas, fitoplâncton, protozoários, pequenas partículas de detritos e peixes, Hopher (1967), Sobue et al. (1977), Geiger (1989).

A efetividade da fertilização vai depender da quantidade utilizada, do tipo de esterco e das condições da região; outro fator que deve ser levado em conta é a frequência com que são aplicados estes produtos.

Adubo orgânico: os principais adubos utilizados para larvicultura são os de aves, suínos, bovinos e restos de atividades agroindustriais.

A adubação em um viveiro depende da qualidade do solo onde o viveiro esta localizado, do cultivo exercido no ciclo anterior e da qualidade do adubo a ser empregado.

O esterco deve ser armazenado apropriadamente durante intervalos curtos para evitar sua decomposição e, conseqüentemente a perda de elementos dos nutrientes.

No dia posterior a calagem, realiza-se uma adubação orgânica utilizando se esterco nas seguintes dosagens:

bovino: - 5.000 a 10.000 kg/ha,

suíno: 4.000 - 7.000 kg/ha,

galinha poedeira: 2.000 a 4.000 kg/ha.

É de fundamental importância a realização de readubações semanais, com intervalo variando entre 5 a 7 dias.

Adubo químico (fertilização): os adubos químicos mais comumente utilizados em larvicultura são: superfosfato simples, duplo e triplo, fosfato monoamônico, sulfato de amônia e outros. Estes fertilizantes têm como objetivo aumentar a produção do fitoplâncton na semana de criação, pois, os nutrientes dissolvidos provocam o aumento do fitoplâncton e conseqüentemente dos outros organismos tais como: o zooplâncton e insetos aquáticos que vão ser consumidos diretamente pelas larvas dos peixes.

d) Manejo da água: o manejo da água é de suma importância numa criação de larvas. O abastecimento do viveiro com água deve ser iniciado logo após a conclusão da calagem. É essencial que não entrem ovos, larvas e adultos de insetos ou peixes de outras espécies, para isso deve-se colocar uma manga de proteção com malha de ± 200 micras no tubo de entrada de água. Estas mangas devem ter um comprimento suficiente para garantir uma elevada vazão de água.

No período de 24 horas, a profundidade média do viveiro, nas partes mais rasas, deve ser de aproximadamente 0,3 m. Assim que o viveiro atingir uma profundidade média de 0,6 m, a vazão deve ser reduzida, deixando-se apenas o suficiente para repor as perdas devido à infiltração e evaporação da água, após a estocagem com as larvas, o nível do viveiro deve ser completado, e a água que entrar deverá ser apenas o suficiente para completar o nível devido à evaporação e a infiltração.

e) Povoamento/densidade de estocagem: o povoamento do viveiro é uma das atividades mais importantes da piscicultura, caso o povoamento seja pouco denso (baixa densidade), os peixes poderão crescer mais rapidamente, porém muito alimento natural vai ser desperdiçado; por outro lado, se o povoamento for muito denso (alta densidade), os peixes não encontrarão suficiente alimento natural e retardarão ou pararão de crescer.

A quantidade de pós-larvas que podem ser estocadas em um viveiro sempre vai depender das condições existentes nestes para a criação destas, em condições médias, o número de pós-larvas que podem ser povoadas por 1000 m² (0,1 ha) varia entre 70 a 200 mil, com sobrevivência média esperada de $\pm 35\%$.

Povoar com mais que 200.000 pós-larvas por viveiro de 0,1/ha só é admissível quando as condições são ideais, ou seja, quando a preparação do viveiro é bem feita e a

alimentação é regular (qualitativa e quantitativamente). Resultados satisfatórios têm sido obtidos utilizando-se para o pacu a densidade de estocagem que varia entre 50 e 70 larvas/m² e para o tambaqui 70 a 100 larvas/m².

Contagem das Larvas antes da Estocagem

A estimativa da contagem de pós-larvas pode ser feito por dois métodos:

- **estimativa pela taxa de eclosão:** durante a incubação de ovos e larvas estima-se a taxa de fertilização dos ovos, e a taxa de eclosão das larvas obtendo-se desta forma a percentagem de larvas sadias e defeituosas e assim calcula-se o número de larvas produzidas.
- **estimativa por padrão:** em uma bacia estabelece-se um padrão de larvas por contagem dos indivíduos um a um; utilizando-se este padrão estima-se a quantidade total de larvas produzidas.

Transferência das Larvas do PIC para o Viveiro de Criação

A transferência das pós-larvas do Pavilhão de Incubação (PIC) para os viveiros deverá ser feita em sacos ou baldes plásticos. Para longas distâncias utilizar sacos plásticos ou tanques de transporte munidos com suplementação de oxigênio.

Outro item que requer cuidados especiais é o da colocação das larvas nos viveiros. Quando elas chegam nos viveiros não podem ser simplesmente jogadas na água porque isto causaria sua morte poucas horas depois devido ao choque térmico. É sempre conveniente colocar o recipiente de transporte (balde, saco plástico, etc.), em contato com a água do viveiro por algum tempo para que a diferença entre as temperaturas seja mínima (nunca maior que 1,0 a 1,5°C), também é importante que seja trocada gradativamente uma parte de água do recipiente de transporte pela água do viveiro a fim de equilibrar os conteúdos de oxigênio e gás carbônico. Mudanças bruscas nestes parâmetros causam grande mortalidade de larvas.

Tomadas estas medidas, deixa-se que as larvas saiam dos recipientes por si só nadando livremente.



Estocagem de larvas no viveiro

f) Crescimento de larvas e juvenis: os alevinos alcançam 2,0 a 3,5 cm de comprimento total durante as primeiras 3 a 4 semanas de criação, o crescimento depende diretamente das condições ambientais adequadas, tais como: nutrição (disponibilidade de alimento natural e artificial), densidade de estocagem, qualidade da água, etc; informações corretas sobre o crescimento, devem ser verificadas a cada 7 a 10 dias de criação, tirando-se amostras de peixes da população para pesar, pois a cada 10 dias o peso da larva deve ser dobrado em ± 5 vezes; Desta forma é possível detectar qualquer problema ocorrido e corrigi-lo imediatamente evitando assim decepções na hora da despesca.

Em povoamentos densos não é aconselhável criar alevinos por um período de tempo superior a 3 ou no máximo 4 semanas. Logo após esse período os peixes estão aptos para venda ou criação em 2ª alevinagem, em densidade mais baixas, utilizando-se 10 a 20 peixes m^2 .

A mortalidade dos alevinos aumenta muito quando são deixados no mesmo viveiro e na mesma densidade por um período de tempo superior a 30 - 35 dias; qualquer quantidade de ração oferecida aos alevinos não substitui a alimentação natural que vai ficando cada vez mais escassa, devido à densidade de estocagem que vai se tornando alta e a mudança do hábito alimentar.

As condições físicas dos alevinos também pioram cada vez mais quando a quantidade de alimento natural é baixa e, por este motivo, estes alevinos não suportam a captura (despesca), manejo e transporte.

Quando os alevinos ficam debilitados, a incidência de infecções parasitárias e doenças em geral aumentam. Como resultado tem-se uma alta taxa de mortalidade e, às vezes, a perda total do estoque de alevinos.

A taxa de sobrevivência, segundo vários autores, encontra-se entre 30 a 70% até 30 dias de criação, depois deste período, o índice de mortalidade aumenta rapidamente para 80 a 90% (10 a 20% de sobrevivência).

Captura e Despesca de Juvenis

A captura de alevinos deve ser feita com rede de malha adequada (3 mm de abertura entre nós). O comprimento desta rede varia com o tamanho do viveiro, mas deve ter o comprimento de 1,5 vez a largura do viveiro para formação de "colo" na hora de despesca, a altura deve ser de 1,5 a 2,0 m. Os puçás usados para alevinos precisam ser confeccionados com redes de malhas semelhantes às especificações anteriores.

A pesca de alguns milhares de alevinos pode ser facilitada naqueles pontos do viveiro onde a ração é jogada diariamente.

Para a captura total dos alevinos é recomendável praticar 3 a 4 arrastos com o viveiro cheio, e depois ir baixando lentamente o nível d'água seguido então de arrastos consecutivos.

Depois da captura, os alevinos devem ser transferidos rapidamente em baldes ou caixas para os tanques de contenção, onde ficarão estocados em água corrente. Se o objetivo é a engorda, devem ser estocados imediatamente nos viveiros de alevinagem II.

Na quantificação de alevinos utiliza-se a estimativa padrão: empregando-se coadores de diferentes tamanhos (volumes), separa-se 5 a 6 coadores cheios de alevinos colocando seu conteúdo em um balde, procede-se a contagem dos indivíduos um a um. O número obtido é dividido pelo número de coadores obtendo-se a média por coador e permitindo estimar a população total.



Despesca de juvenis



Transporte de Larvas e Juvenis:

O êxito no transporte de qualquer alevino é influenciado por muitos fatores diferentes, por vezes antagônicos, e que precisam ser levados em conta, os fatores mais importantes são:

- Duração do transporte,
- Temperatura da água,
- Conteúdo de oxigênio,
- Acumulação de metabólicos na água de transporte,
- Tamanho e ou número de peixes,
- Condições físicas dos indivíduos,
- Manuseio dos alevinos ou larvas antes do transporte,
- Repleção do tubo digestivo,
- Diferença de tamanho num mesmo lote.

Um fato comprovado é que sem oxigênio ou aeração da água não é possível transportar alevinos, mesmos em curtas distâncias e duração.

Quando a duração do transporte é longa, existe a possibilidade das fezes dos alevinos desenvolverem numerosas bactérias que irão consumir o oxigênio e produzir os metabólicos tóxicos aos peixes; por isso é aconselhável a estocagem dos alevinos em jejum (sem alimentação por um período de 5 a 10 horas antes da embalagem). Este procedimento é de maior importância, quando o transporte for superior a 2 a 3 dias, também é aconselhável selecionar os lotes de alevinos de mesmo tamanho para cada embalagem.

Usualmente, os alevinos e larvas são transportados em sacos plásticos inflados com oxigênio, sendo 1 parte de água, para 4 partes de oxigênio; podem ser empregadas também caixas de lona, montadas sobre molduras de madeira e adaptadas em cima da carroceria de reboques ou caminhões, caixas de fibra de vidro, etc. Não devem ser empregados caixas de metal, pois estes se aquecem rapidamente colocando em risco os alevinos

No transporte de larvas o meio mais comum e prático, é usar a densidade de 3 a 5 mil larvas/litro de água, utilizando-se sacos plásticos inflados com oxigênio.

Esquema de um Cronograma de Preparação de Viveiros

Cronograma de Preparação de Viveiros para Larvicultura de Curimbatá

	Preparação do viveiro	Reprodutor	Idade das Larvas
Dia 1	viveiro secos	Indução Hormonal Peixes	
Dia 2	Calagem + Água até 50 cm		Desova
Dia 3	Adubação = esterco de gado 500 gramas por metro quadrado + Feixe de capim = 15 quilos por 1000 metros quadrado		Eclosão
Dia 4			1
Dia 5			2
Dia 6			3
Dia 7	Colocar as larvas no viveiro, 70 a 100 larvas por metro quadrado		4
Dia 8	Completar o nível da água do viveiro até 1,2 metro de profundidade		5
Dia 9	Alimentar as larvas diariamente, até o penúltimo dia de criação, com ração farelada para larvas, 1 quilo por dia, sendo, 500 gramas manhã 500 gramas a tarde		6
Dia 10			7
Dia 11			8
Dia 12	Adubação = esterco de gado 500 gramas por metro quadrado		9
Dia 13			10
Dia 14			11
Dia 15			12
Dia 16			13
Dia 17			14
Dia 18			15
Dia 19			16
Dia 20			17
Dia 21			18
Dia 22			19
Dia 23			20
Dia 24			21
Dia 25			22
Dia 26			23
Dia 27			24
Dia 28			25
Dia 29			26
Dia 30			27
Dia 31			28
Dia 32			29
Dia 33			30
Dia 34	Despesca dos alevinos		

Cronograma de Preparação de Viveiros para Larvicultura de Matrinxã

	Preparação dos Tanques	Coleta de Dados	Idade das Larvas
Dia 1	Tanques Secos		
Dia 2	Calagem + Água até 50 cm		
Dia 3	Adubação = esterco de gado 500 gramas por metro quadrado		
Dia 4		Indução Hormonal Peixes	
Dia 5			Desova
Dia 6			Eclosão
Dia 7			1
Dia 8			2
Dia 11			3
Dia 12	Colocar as larvas no viveiro, 70 a 100 larvas por metro quadrado		4
Dia 13	Completar o nível da água do viveiro até 1,2 metro de profundidade		5
Dia 14	Alimentar as larvas diariamente, até o penúltimo dia de criação, com ração Primeira semana farelada para larvas 1 quilo por dia, sendo, 500 gramas manhã 500 gramas a tarde		6
Dia 15			7
Dia 16			8
Dia 17			9
Dia 18			10
Dia 19			11
Dia 20			12
Dia 21			13
Dia 22	Segunda semana farelada para larvas 2 quilo por dia, sendo, 1 quilo pela manhã 1 quilo à tarde		14
Dia 23			15
Dia 24			16
Dia 25			17
Dia 26			18
Dia 27			19
Dia 28			20
Dia 29			21
Dia 30	Terceira semana triturada para larvas 3 quilo por dia, sendo, 1,5 quilo pela manhã 1,5 quilo à tarde		22
Dia 31			23
Dia 32			24
Dia 33			25
Dia 34			26
Dia 35			27
Dia 36			28
Dia 37			29
	Despesca dos alevinos		27

TRATAMENTO PÓS-REPRODUÇÃO

1-)

- anestésiar o peixe
- cortar as partes desfiadas das nadadeiras
- passar sobre as partes lesionadas solução de permanganato de potássio (2-3 g KMnO_4 + 200 ml H_2O destilada)
- aplicar pentabiótico veterinário (0,5 ml/2 kg p.v.) por via intramuscular.
- conduzir o reprodutor de volta para o viveiro

2-)

- realizar um banho preventivo utilizando:
 - 100 l de H_2O
 - 200 g NaCl (cloreto de sódio)
 - 2 g KMnO_4 (permanganato de potássio)
 - 10 ml formol
 - duração de 10-15 minutos
- aplicar quemisetina (1 ml/kg p.v.) por via intraperitoneal
- conduzir o reprodutor de volta para o viveiro

TRATAMENTO PARA OVOS

- 3 g de oxalato de verde de malaquita (livre de zinco)
- 500 ml de água destilada
- aplicar 10 ml dessa solução/incubadora de 60 l, após 1 hora de incubação

TRATAMENTO PARA OVOS E LARVAS

- 7,5 ml de formol/incubadora de 60 l
- realizar a aplicação após 1 hora de incubação, e depois a cada 12 horas. Pode ser aplicado até 5 vezes

TRANSPORTE DE PEIXES

azul de metileno - utilizar uma solução de azul de metileno a 1%, aplicando-se 1,5 a 3,0 ml/10 l de água

NaCl - utilizar a concentração de 0,5 a 1,0 g/l de água