

15. PROGRAMA DE MONITORAMENTO DA ICTIOFAUNA

15.1. APRESENTAÇÃO

Este capítulo apresenta as diretrizes básicas do Programa de Monitoramento da Ictiofauna do Ramal do Agreste –Trecho VII do PISF, desenvolvido no âmbito do PBA (Projeto Básico Ambiental) do empreendimento.

Todos os dados, informações e metodologia discutidos e apresentados aqui foram baseadas em estudos técnicos realizados nas bacias hidrográficas locais, além de artigos científicos, teses, dissertações e literatura especializada. Também foram consideradas todas as medidas de controle ambiental e as demais condicionantes da LP nº 00025/2009 (prorrogada através da LP nº 19.10.07.028358-8).

15.2. INTRODUÇÃO

O rio São Francisco drena, ao longo de seus 2.700 km de extensão, uma bacia com área de 634.781 km², que abrange sete unidades da federação (MG, GO, DF, BA, PE, AL e SE). Nasce no sudeste de Minas Gerais, na Serra da Canastra, com altitude de 1.600 m. A calha principal do rio São Francisco se dirige para o norte, percorrendo o noroeste de Minas Gerais e o Estado da Bahia, onde se aproxima da divisa Bahia-Piauí. Já próximo a Pernambuco, segue para o nordeste e depois para leste. Serve de divisa do Estado da Bahia com Pernambuco e Alagoas e, mais a jusante, entre Alagoas e Sergipe. Ao desaguar no Oceano Atlântico, sua direção geral é francamente sudeste.

O Ramal do Agreste consiste na implantação de infraestrutura hídrica com captação de água no Eixo Leste do Projeto de Integração do Rio São Francisco com Bacias do Nordeste Setentrional (PISF) destinado a suprir o déficit hídrico da região do Agreste Pernambucano.

As drenagens diretamente afetadas pelo Ramal do Agreste fazem parte da província ou região biogeográfica ictiológica denominada de Região Nordestina Brasileira. Uma das principais características do sistema é a escassez de água decorrente dos longos períodos de estiagem, que normalmente ocorrem de julho a dezembro, época em que os trechos superiores e médios dos rios secam.

É preciso considerar que a transposição das águas do Rio São Francisco causará a semi-perenização dos rios nordestinos do Semiárido, modificando as características naturais desses corpos d'água e, conseqüentemente, alterando o ciclo de vida da biota nativa, além de introduzir organismos provenientes do Rio São Francisco nas bacias receptoras. Em função desses possíveis impactos, os peixes são o grupo de vertebrados mais afetados pelo empreendimento.

Desta forma, o estabelecimento de um estudo ictiológico na rede hídrica do Ramal do Agreste é essencial para avaliação e manutenção das condições atuais e futuras das bacias que fazem parte do sistema.

15.3. JUSTIFICATIVAS

Os peixes são um componente importante dos ecossistemas aquáticos em razão do seu papel como consumidores de outros organismos, e podem ter uma influência significativa sobre a estrutura e função destes ecossistemas. Devido a isso, os efeitos adversos sobre os peixes podem atingir outros organismos aquáticos, mesmo que não diretamente afetados por estas alterações. O monitoramento das comunidades de peixes pode, portanto, fornecer um indicador útil da saúde ecológica de corpos hídricos.

Os peixes são sensíveis a mudanças na qualidade da água e estrutura de habitat causada pelas atividades humanas ou naturais. Entre os principais fatores antrópicos podemos incluir contaminação da água por poluição, eutrofização, mudanças no regime de vazão, assoreamento do leito etc.

As atividades reprodutivas dos peixes também podem ser influenciadas tanto por fatores fisiológicos quanto por estímulos externos, ou ambos (PERES-NATO & MAGNAN, 2004). No caso da desova, além do fator hidrológico, disponibilidade de alimentos, temperatura, concentração de oxigênio e partículas em suspensão são alguns dos fatores suscetíveis de estimular ou inibir as funções biológicas dos peixes (SARPEDONTI & CHONG, 2008).

Uma das melhores formas de estudar a biologia reprodutiva dos peixes e sua sincronia temporal, bem como a relação destes com outros fatores ambientais, é através da análise do ictioplâncton. O desenvolvimento dos peixes, durante a sua fase planctônica, ocorre, em geral, de forma bastante acelerada, de forma que a abundância de ictioplâncton é quase sempre considerada como um indicador da existência de desovas, permitindo inferir sobre épocas, locais e estratégias para a reprodução.

O uso da comunidade de peixes em programas de monitoramento ambiental de sistemas de água doce tem aumentado nos últimos anos. Isto se deve à crescente preocupação pública sobre a perda de biodiversidade natural resultante das atividades humanas. Além disso, no caso dos peixes, há o risco do consumo do pescado em locais com águas contaminadas.

15.4. OBJETIVOS

O objetivo do Programa de Monitoramento da Ictiofauna é identificar possíveis alterações nos indicadores ecológicos da comunidade de peixes e ictioplâncton na rede hídrica do Ramal do Agreste, com ênfase na investigação de espécies exóticas à bacia receptora (Rio Ipojuca).

Entre os objetivos específicos podemos citar:

- ✓ Realizar o monitoramento dos indicadores ecológicos - riqueza, abundância e biomassa (somente ictiofauna), diversidade e equitabilidade - da ictiofauna e ictioplâncton nas bacias hidrográficas, canais e reservatórios da área de estudo;
- ✓ Estimar a frequência de ocorrência (%) temporal e espacial das espécies;
- ✓ Estimar a similaridade da ictiofauna entre as áreas de amostragem;
- ✓ Caracterizar a ictiofauna nas bacias do Ramal do Agreste, quanto às raras, ameaçadas de extinção, endêmicas e exóticas;
- ✓ Propor ações de manejo aos reservatórios formados;
- ✓ Propor medidas mitigadoras aos impactos negativos, caso ocorram;
- ✓ Contribuir com o conhecimento científico da ictiofauna da região;
- ✓ Verificar a eficiência dos equipamentos de filtragem e afastamento da biota aquática das bacias doadoras (principalmente o reservatório Negros) nas captações de água do Ramal do Agreste.

15.5. METAS

De modo que sejam atendidos os objetivos deste Programa, estão definidas as seguintes metas:

- ✓ Realizar a amostragem da ictiofauna e ictioplâncton na rede hídrica do Ramal do Agreste e analisar os dados segundo metodologia proposta neste documento;
- ✓ Realizar a amostragem nos 19 pontos de coleta definidos, durante 5 anos de monitoramento (12 campanhas);
- ✓ Identificar possíveis locais utilizados como refúgio, sítios de alimentação e reprodução dos peixes na área de influência do empreendimento, mapeando e avaliando seus habitats;
- ✓ Analisar, identificar e caracterizar todas as espécies de peixes (ictiofauna e ictioplâncton) coletadas na rede hídrica do Ramal de Agreste;
- ✓ Investigar a presença de espécies exóticas à bacia do Rio Ipojuca;
- ✓ Propor ações de manejo para todos os reservatórios formados no Ramal do Agreste;

- ✓ Propor medidas mitigadoras para os impactos biológicos negativos identificados;
- ✓ Verificar as condições físicas dos equipamentos de filtragem e afastamento da biota aquática das bacias doadoras nas captações de água.

15.6. INDICADORES AMBIENTAIS

A biodiversidade de um ecossistema é mais facilmente avaliada por meio da análise dos indicadores da estrutura da comunidade de peixes. Estudos de ecologia de comunidades podem detectar alterações na biodiversidade, na riqueza e na abundância das espécies.

A alteração nos índices da estrutura da comunidade (com base na abundância relativa das espécies) também pode ser útil na detecção de efeitos adversos para a avaliação do ecossistema. A saúde dos peixes também pode ser um indicador útil da qualidade ambiental de um ecossistema. Mudanças nos indicadores de doenças externas e fatores de condição de peixes são facilmente mensurados.

Sugerem-se, assim, os seguintes indicadores ambientais do Programa:

- ✓ Riqueza de espécies da ictiofauna e ictioplâncton;
- ✓ Abundância de espécies;
- ✓ Diversidade (índice de Shannon);
- ✓ Equitabilidade (índice de Pielou);
- ✓ Biomassa (g) (somente para ictiofauna);
- ✓ Frequência de ocorrência (%) temporal e espacial das espécies;
- ✓ Similaridade (Jaccard) entre os pontos de coleta;
- ✓ Época reprodutiva das espécies de peixes;
- ✓ Dieta das espécies de peixes;
- ✓ Presença de espécies exóticas à bacia do Rio Ipojuca;
- ✓ Eficiência dos equipamentos de filtragem e afastamento da biota aquática das bacias doadoras.

15.7. PÚBLICO ALVO

Podem ser considerados como público-alvo do Programa de Monitoramento da Ictiofauna do Ramal do Agreste Pernambucano os gestores do empreendimento, o órgão ambiental responsável pelo licenciamento, a comunidade científica e a população local.

15.8. METODOLOGIA

a) Rede de Amostragem

A rede de amostragem do Programa de Monitoramento da Ictiofauna compreende 19 pontos de coleta, sendo 8 pontos a serem monitorados durante a implantação das obras e 15 após o início da operação do empreendimento (4 desses pontos coincidem com os 8 pontos da fase de implantação).

Entre os corpos d'água da área de estudo podemos citar os reservatórios Negros, Ipojuca, Cachoeira I e Pão de Açúcar, rio Ipojuca, riacho Negros e Pau d'Arco e canais C1, C8, C9 e C13.

Serão amostrados todos os micro-ambientes presentes nos locais de coleta, como remansos, corredeiras, margem com mata ciliar, fundos de pedra, arenoso etc.

Sugere-se que a primeira campanha da fase de implantação seja realizada antes do início efetivo das obras do Ramal, no período de mobilização e implantação de canteiros, para que seja conhecida a realidade ambiental antes das intervenções.

Os pontos de coleta, indicados na tabela apresentada a seguir, podem ser visualizados nos mapas apresentados no item 16.2.8 deste relatório.

Tabela 15.8-1. Áreas de amostragem do Programa de Monitoramento da Ictiofauna do Ramal do Agreste

CÓDIGO DO PONTO	CORPO D'ÁGUA	LOCALIZAÇÃO	COORDENADAS UTM (SAD69 zona 24S)	
			LESTE	NORTE
Durante a Implantação das Obras				
P03	Riacho dos Negros	A montante do futuro reservatório Negros	702.723	9.092.391
P04	Reservatório Negros (durante enchimento)	Lago do futuro reservatório Negros	700.491	9.090.082
P09	Rio Ipojuca	A montante do futuro reservatório Ipojuca	724.097	9.080.394
P11	Reservatório Ipojuca (durante enchimento)	A montante da barragem	726.423	9.080.707
I01	Riacho dos Negros	A jusante da barragem	699.070	9.088.681
I02	Rio Ipojuca	A jusante do canteiro	726.282	9.080.625
I03	Riacho do Pau d'Arco	A jusante da estação de bombeamento	702.346	9.082.224
I04	Reservatório Cachoeira I	A montante da barragem	696.000	9.107.958
Após o Início da Operação				
P01	Canal C1	Início do canal, a jusante de Barro Branco	691.810	9.111.529
P02	Canal C8	A montante do reservatório Negros	698.756	9.089.939
P03	Riacho dos Negros	A montante do reservatório	702.723	9.092.391

CÓDIGO DO PONTO	CORPO D'ÁGUA	LOCALIZAÇÃO	COORDENADAS UTM (SAD69 zona 24S)	
			LESTE	NORTE
		Negros		
P04	Reservatório Negros	Porção central do lago	700.491	9.090.082
P05	Reservatório Negros	A montante da barragem	699.798	9.089.258
P06	Riacho dos Negros	A jusante da barragem	699.070	9.088.681
P07	Canal C9	A jusante do reservatório Negros	700.560	9.088.346
P08	Canal C13	A montante do reservatório Ipojuca	724.255	9.080.734
P09	Rio Ipojuca	A montante do reservatório Ipojuca	724.097	9.080.394
P10	Reservatório Ipojuca	Porção central do lago	725.718	9.080.490
P11	Reservatório Ipojuca	A montante da barragem	726.423	9.080.707
P12	Rio Ipojuca	A jusante da barragem	727.108	9.080.811
P13	Rio Ipojuca	A montante do reservatório existente Pão-de-Açúcar	745.071	9.085.911
P14	Reservatório Pão-de-Açúcar	A montante da barragem	753.294	9.084.940
P15	Rio Ipojuca	A jusante do reservatório existente Pão-de-Açúcar	754.017	9.084.933

Com base nos resultados anuais do monitoramento, a rede e a frequência de amostragem deverão ser reavaliadas ao longo da operação do

empreendimento. Desta forma, outros pontos de amostragem poderão ser sugeridos, pontos propostos aqui suprimidos, bem como ser alterada a frequência de amostragem proposta. Toda e qualquer alteração deverá ser justificada tecnicamente pelo empreendedor ao órgão ambiental e aceita por este.

b) Materiais e Métodos de Coleta

Serão realizadas amostragens quantitativas e qualitativas. A primeira será feita utilizando-se redes de espera de diferentes malhas (20, 30, 40, 50 e 60mm entre nós). As redes serão armadas ao entardecer e recolhidas na manhã do dia seguinte, permanecendo na água por aproximadamente 12 hs. Neste tipo de amostragem o esforço é padronizado e bem definido, e permite comparações entre as coletas. Seus dados podem ser utilizados para análise temporal e/ou espacial dos indicadores ecológicos. Será utilizada nos rios, canais e tributários de grande porte e reservatórios.

A amostragem qualitativa será feita com petrechos variados, de acordo com o tipo de ambiente encontrado. Serão utilizadas redes de arrasto tipo funil e/ ou picaré (15mm), rede de mão (2mm), puçá (15mm), tarrafa (20 e 30mm) e espinhel com anzóis de tamanhos variados. Com essa amostragem não há esforço padronizado e definido, e tem objetivo investigativo de aumentar ao máximo a riqueza acumulada, com a captura de diversas espécies. Pode variar muito de acordo com o tipo de ambiente. Empregada na amostragem de canais, córregos, riachos e rios de pequeno porte.

A coleta passiva (redes de espera) consiste na captura de peixes utilizando apetrechos que não são movidos ativamente pelo coletor, produzindo supostamente uma menor perturbação no ambiente. Porém, a coleta passiva parece ser bastante seletiva quanto às espécies e ao tamanho dos peixes capturados (UIEDA & CASTRO, 1999).

A coleta ativa (demais apetrechos), por outro lado, consiste na captura de peixes com uso de instrumentos que perturbam o ambiente, tanto pela movimentação dos coletores quanto pelas alterações provocadas na estrutura dos microhabitats (e. g., bancos de serapilheira submersa, troncos). Além disso, as capturas por esse método podem ser altamente dependentes da habilidade do coletor (UIEDA & CASTRO, 1999).

Os peixes capturados serão separados por local de captura e tipo de amostragem, posteriormente acondicionados em sacos plásticos. Os peixes coletados serão fixados em uma solução de formalina 10% por 48 horas e, após isso, conservados em etanol 70%. Com o objetivo de registrar suas cores originais, os espécimes serão fotografados antes da fixação.

Pelo menos um exemplar de cada espécie de peixe capturada durante o Programa de Monitoramento deverá ser depositada em uma coleção zoológica de uma instituição científica conveniada, como universidades, centros de pesquisa etc.

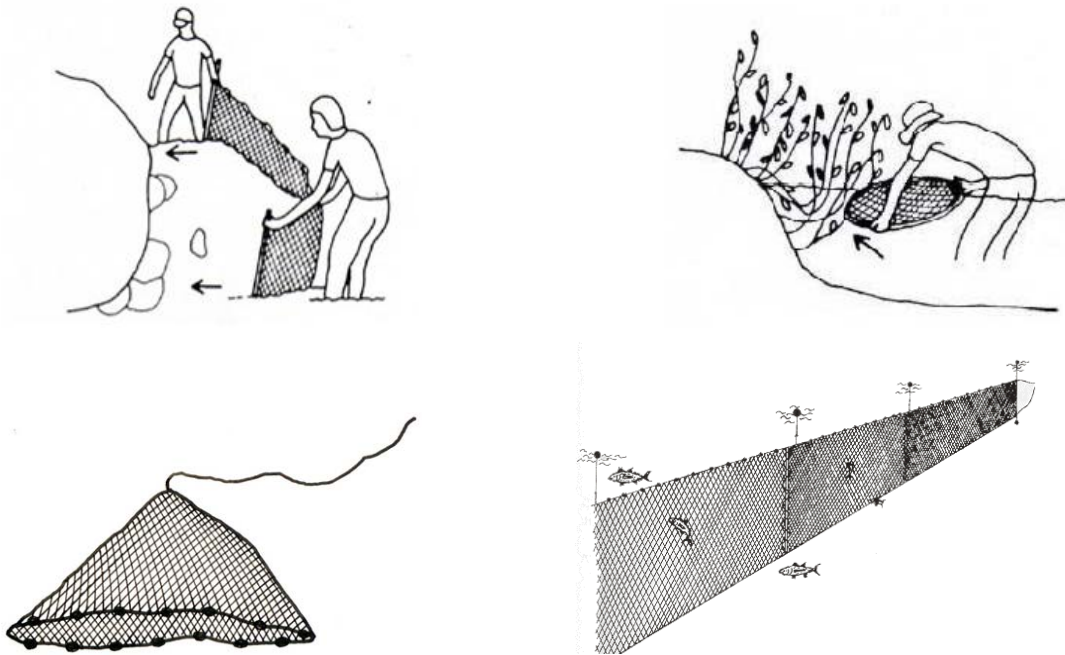


Figura 15.8-1 Amostradores utilizados no Programa de Monitoramento da Ictiofauna do Ramal do Agreste –Trecho VII do PISF. No sentido horário: arrasto, rede de mão, rede de espera e tarrafa. Modificado de UIEDA & CASTRO (1999).

c) Procedimentos de laboratório

Os peixes serão triados, identificados, mensurados (comprimento padrão, em milímetros) e pesados (em gramas). Os espécimes serão identificados ao menor nível taxonômico possível. Será utilizada, quando necessário, uma lupa estereoscópica (4x). As morfoespécies serão caracterizadas com base em dados merísticos (i.e., contagens de escamas, placas e dentes) e morfométricos.

Na identificação serão usados os trabalhos de: MENEZES (1976, 1987, 1992); GÉRY (1977); GARAVELLO (1979); ISBRÜCKER (1980); KULLANDER (1983); VARI (1989, 1991, 1992); BRITSKI et al (1988); BURGESS (1989);CASTRO (1990); PLOEG (1991); BUCKUP (1993); BOCKMANN (1998) e LIMA (2001).

Para os estudos reprodutivos e alimentares as espécies devem ser dissecadas. Para o conhecimento da biologia reprodutiva das espécies serão feitas descrições macroscópicas do estado de desenvolvimento da gônada, de acordo com a escala de maturação baseada em VAZZOLER (1996). Alguns órgãos podem ser fixados em formalina 10%, para posterior análise histológica. Alguns espécimes dissecados deverão ser fixados e tombados nas coleções ictiológicas das instituições científicas conveniadas, como testemunho.

Os estudos sobre a dieta da ictiofauna incluem a qualificação em categorias (macroscopicamente) do conteúdo alimentar encontrado nos estômagos dos peixes dissecados. Os estômagos também podem ser extraídos e fixados em formalina 10% para posterior análise, se necessário. Os itens alimentares deverão ser agrupados em grandes categorias taxonômicas ou ecológicas, de acordo com suas origens (autóctones ou alóctones) (CASTRO & CASATTI, 1997).

d) Ecologia da comunidade ictiofaunística

Os dados levantados serão analisados segundo estudos ecológicos de comunidades ictiológicas (NIKOLSKI 1963; NORMAN 1975; WOOTTON 1990; MOYLE & CÉCH JR. 1996; MATHEWS 1998; GODIN 1999). Os principais indicadores ecológicos são:

Riqueza: Número de espécies.

Abundância: Número de exemplares de cada espécie.

Biomassa (g): Peso do exemplar de cada espécie.

Diversidade: Para estimativa da diversidade será utilizado o índice de diversidade Shannon (SHANNON 1949), representado por:

$$H = \sum p_i \log p_i$$

Onde, P_i = proporção de captura de uma determinada espécie em relação ao número total de espécimes.

Equitabilidade: Este índice compara a diversidade de Shannon com a distribuição das espécies observadas. Será calculada como descrito por PIELOU (1975):

$$J' = H'/\log S$$

Onde, H' = Índice de Diversidade de Shannon; S = número de espécies.

Frequência de ocorrência (%): Razão entre a ocorrência de uma espécie e o total amostras realizadas:

$$FO = N \text{ ocorrência} / \text{amostras} \times 100$$

Similaridade: A similaridade da ictiofauna coletada entre os pontos amostrados será estimada através do índice de Jaccard (J) para dados quantitativos, conforme contido em LUDWIG & REYNOLDS (1988):

$$J = a / a+b+c$$

Onde, a = número de espécies comuns as áreas (A e B) a serem comparadas; b = número de espécies que ocorrem na área A, mas não ocorrem na B; c = número de espécies que ocorrem na área B, mas não ocorrem na A.

Para classificação do status ecológico de cada espécie (exótica, endêmica, migratória ou ameaçada de extinção) serão utilizados os trabalhos de REIS et al. (2003), CAROLSFELD et al (2005) e MACHADO et al (2006).

Diversas bacias hidrográficas brasileiras apresentam predomínio marcante do grupo Otophysi, que chegam a constituir mais de 87% do total de espécies de peixes capturados, sendo que as ordens Characiformes e Siluriformes constituem frequentemente a maioria (BRITSKI, 1972; LOWE-MCCONNELL, 1999; CASTRO, 2000).

Nas regiões tropicais, as comunidades são afetadas por mudanças estacionais, devido à expansão ou contração do ambiente aquático durante a estação chuvosa ou seca. Para os peixes, esses regimes estacionais refletem-se principalmente em alterações na alimentação, na reprodução e no tamanho das populações (LOWE-MCCONNELL 1999).

As precipitações e o nível da água afetam distintamente os ecótonos, levando as comunidades de peixes a produzirem diferentes respostas, afetando sazonalmente a proporção entre as espécies e, conseqüentemente, a diversidade da ictiofauna. A variação do nível da água dos rios e dos reservatórios ou das regiões adjacentes pode ainda, afetar as condições de estabilidade da região litorânea, alterando as condições de abrigo, alimentação e desova das espécies (CORDIVIOLA DE YUAN, 1992; AGOSTINHO E GOMES, 1997).

e) Hábito alimentar

Para o estudo do hábito alimentar da ictiofauna deverá ser usado o método de análise do conteúdo estomacal, juntamente com a frequência de ocorrência do mesmo. O número de espécimes de peixes contendo um determinado item é expresso com um percentual do número total de peixes contendo itens (BOWEN, 1992).

O método de composição percentual, no qual o número de ocorrências de todos os itens é somado e transformado em percentual (HYNES, 1950), deverá ser utilizado para comparação dos conteúdos estomacais das espécies.

Os estudos de ecologia trófica de peixes, através da análise de conteúdos estomacais, fornecem uma oportunidade, ainda que indireta, de se avaliar de forma mais ampla a estrutura do sistema hídrico numa macroescala espacial (BOWEN, 1992).

Os padrões alimentares e as relações tróficas entre as espécies têm sido objeto de intensos estudos nas duas últimas décadas, constituindo-se em

uma abordagem eficiente para o melhor entendimento da estrutura de comunidades (POLIS E WINEMILLER, 1996).

Assim, a partir do conhecimento da dieta dos peixes de uma comunidade e da abundância específica, podem-se identificar as diferentes categorias tróficas, inferir acerca da estrutura, avaliar o grau de importância dos distintos níveis tróficos e entender as inter-relações entre os componentes da referida comunidade (PAYNE, 1996; AGOSTINHO et al., 1997).

Podem também gerar subsídios para um melhor entendimento das relações dos componentes da ictiofauna e os demais organismos da comunidade aquática. Assim, o conhecimento das fontes alimentares utilizadas pelos peixes pode fornecer dados sobre habitat, disponibilidade de alimento no ambiente e mesmo sobre alguns aspectos do comportamento (HAHN et al., 1997).

f) Biologia Reprodutiva

O conhecimento da biologia reprodutiva é fundamental para a compreensão das estratégias do ciclo da vida e subsidiar medidas de mitigação, manejo e conservação no caso de impactos ambientais significativos (VAZZOLER E MENEZES, 1992).

Segundo VAZZOLER (1996) estratégia reprodutiva é o conjunto de características que uma espécie deverá manifestar para ter sucesso na reprodução, de modo a garantir o sucesso da reprodução. Considerando que cada espécie tem sua distribuição estabelecida por um determinado conjunto de condições ecológicas, ela deve apresentar adaptações anatômicas, fisiológicas e comportamentais específicas.

A partir do momento em que a primeira maturação é atingida, as variáveis ambientais passam a atuar sobre os indivíduos, de modo que as condições na época da desova sejam favoráveis à prole. A maioria das espécies mostra periodicidade em seu processo reprodutivo. Inicia seu desenvolvimento gonadal em uma época anterior aquela da reprodução e completando sua maturação no momento em que as condições ambientais sejam adequadas à fecundação e desenvolvimento da prole.

O conhecimento do ciclo reprodutivo de uma determinada espécie, bem como os fatores bióticos e abióticos que controlam a atividade é de fundamental importância para a atividade pesqueira de uma região. Segundo VAZZOLER et al. (1993) os peixes do alto Paraná exibem uma variação cíclica da intensidade reprodutiva.

Os autores citam que a intensidade reprodutiva aumenta em agosto, juntamente com início da elevação da temperatura da água e aumento do fotoperíodo. O fator que regula o início da desova é a enchente, que amplia o ambiente, propiciando abrigo e alimento para as fases iniciais do desenvolvimento das larvas. O final da atividade é caracterizado pelo pico

da cheia, quando os valores de fotoperíodo e temperatura começam a diminuir.

O ciclo reprodutivo das espécies será avaliado através da análise da variação do IGS e da frequência dos estágios de maturação gonadal (ISAAC-NAHUM & VAZZOLER, 1983; VAZZOLER, 1996).

A identificação macroscópica dos estágios de maturação gonadal dos ovários considera aspectos como tamanho e volume ocupado na cavidade, transparência, coloração, consistência, vascularização superficial dos ovários e também a presença, cor e tamanho dos ovócitos (VAZZOLER, 1996).

Índice Gonadossomático (IGS): o IGS será calculado como definido por VAZZOLER (1982). Nas fases finais do desenvolvimento gonadal verifica-se um marcado aumento no volume da gônada e, conseqüentemente, no peso dos ovários, desta forma, o índice gonadossomático é um indicador quantitativo utilizado para avaliar o período de reprodução da espécie (VAZZOLER 1996). Será usada a fórmula:

$$\text{IGS} = \text{peso gônada (g)} / \text{peso do indivíduo (g)} \times 100$$

Os espécimes dissecados também devem ser sexados.

g) Ictioplâncton

Na coleta serão utilizadas redes de plâncton com formato cônico-cilíndrico, operadas passivamente. As redes são constituídas por uma tela de náilon (0,5mm) presa pela sua extremidade proximal, através de uma lona, a um aro metálico, que por sua vez se conecta por três cordas a um cabo. A extremidade distal é dotada de um copo coletor e um fluxômetro será instalado no centro da entrada da rede para medir o volume filtrado.

O material coletado será acondicionado em frascos de 500ml e fixados em formalina 4%, tamponado com carbonato de cálcio (CaCo3/ 1.000ml de formalina).

O material coletado será triado e analisado quanto à presença ou ausência de ovos e larvas, com o auxílio de uma placa de Bogorov, seguida da observação dos organismos no microscópio. A identificação dos ovos e larvas consiste na separação dos espécimes nos níveis genérico e específico, mediante análise morfométrica e merística.

As descrições, chaves e ilustrações publicadas na literatura especializada são formas de identificação ao nível específico. Entretanto, o número de espécies com descrição adequada das fases de desenvolvimento é reduzido,

sendo frequentes situações em que identificação em níveis taxonômicos superiores é impossível.

Para identificação dos ovos, ainda mais complicada pela falta de informações, as principais características utilizadas, segundo BAGENAL & BRAUM (1978), são:

- ✓ O diâmetro do ovo;
- ✓ A estrutura e diâmetro do vitelo;
- ✓ A presença e distribuição de gotas de óleo;
- ✓ O tamanho do espaço perivitelino;
- ✓ A forma e a cor dos ovos vivos.

Para as larvas e juvenis, além das informações morfométricas, utilizam-se também as merísticas. De acordo com AHLSTROM et al. (1976), os caracteres mais utilizados são:

- ✓ Comprimento total;
- ✓ Comprimento padrão;
- ✓ Comprimento do focinho;
- ✓ Diâmetro do olho;
- ✓ Comprimento da cabeça;
- ✓ Altura da cabeça;
- ✓ Altura do corpo;
- ✓ Distância do focinho à nadadeira peitoral;
- ✓ Distância do focinho à nadadeira pélvica;
- ✓ Distância do focinho à nadadeira dorsal;
- ✓ Distância do focinho à nadadeira anal;
- ✓ Número de miômeros pré-anal;

- ✓ Número de miômeros pós-anal;
- ✓ Número total de miômeros;
- ✓ Número de raios das nadadeiras peitoral, pélvica, dorsal e anal.

Além destes índices, considera-se também altura do corpo em função do comprimento padrão, comprimento da cabeça em função do comprimento padrão e diâmetro do olho em função do comprimento da cabeça (modificado de LEIS & TRNSKI 1989).

Entre as principais ordens que compõem o ictioplâncton de água doce, as larvas de Cypriniformes apresentam o maior tamanho na eclosão, e os barbilhões, quando presentes, desenvolvem tardiamente. Os Characiformes, à eclosão, apresentam saco vitelino curto e arredondado, não se estendendo posteriormente até o ânus. Os Siluriformes, em sua maioria, possuem larvas altriciais e semelhantes às dos Characiformes, com algumas famílias com larvas precociais, como em Loricariide, sendo que, na maioria das famílias, os barbilhões estão usualmente presentes na eclosão ou surgem logo após (NAKATANI et al. 2001).

Uma estrutura evidente entre as larvas de Scianidae é a presença de espinhos na região cefálica, representando um caráter útil para sua diferenciação de outras ordens como Characiformes, Clupeiformes, Siluriformes e Pleuronectiformes, e até alguns Perciformes, como os Cichlidae. A diferenciação entre Characiformes e Perciformes ou Clupeiformes pode ser feita com base na relação entre a altura máxima do corpo e o comprimento total; e das larvas de Siluriformes, pelo diâmetro do olho e a distância pré-anal (NAKATANI et al. 2001).

Para as estimativas da densidade de ovos e larvas, obtidos a partir das amostragens quantitativas, será necessário estimar o volume de água filtrada, obtido a partir da área da boca da rede e do fluxo da água medido pelo fluxômetro. Para tal serão utilizadas as fórmulas:

$$V = a.n.c$$

Onde, V = volume de água filtrada (m³); a = área da boca da rede (m²); n = número de rotações do fluxômetro; c = fator de calibração do fluxômetro.

$$a = \pi.r^2$$

Onde, A = área da boca da rede; $\pi = 3,1416$; r = raio da boca da rede.

A densidade dos ovos e larvas na amostra pode ser padronizada para um volume de 10m³, baseando-se no trabalho de TANAKA (1973), modificado.

$$Y = (x/V).10$$

Onde, Y = número de ovos ou larvas por 10m^3 ; x = número de ovos larvas coletadas; V = volume de água filtrada (m^3).

Também será estimada a riqueza, abundância, diversidade (Shannon), equitabilidade (Pielou) e frequência de ocorrência (%) de todas as espécies de ictioplâncton coletadas.

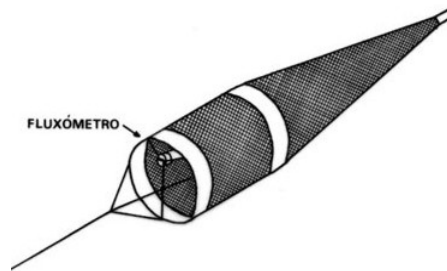


Figura 15.8-2 Rede de plâncton com formato cônico-cilíndrico e fluxômetro empregados na coleta do ictioplâncton.

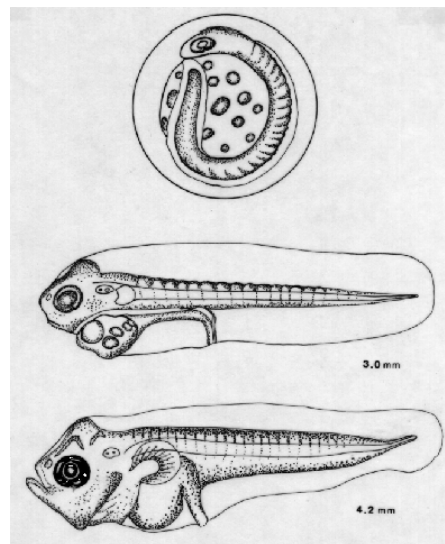


Figura 15.8-3 Exemplo de ictioplâncton em diferentes fases de desenvolvimento.

h) Eficiência dos equipamentos de filtragem e afastamento

Segundo os Estudos de Impacto Ambiental (EIA/ RIMA), um dos principais impactos do empreendimento sobre a ictiofauna é o carreamento de organismos aquáticos exóticos à bacia receptora - Rio Ipojuca -, proveniente das bacias doadoras, a sub-bacia do Rio Moxotó, que faz parte da bacia do São Francisco.

Os organismos alóctones podem se dispersar de forma passiva, sendo carreados pela força das águas - o que se refere principalmente a pequenos organismos planctônicos, e ovos e larvas de organismos maiores; e através de dispersão ativa, nadando ou mesmo andando - caso respectivamente de peixes, anfíbios e quelônios.

Durante as coletas será verificada a eficiência das medidas de controle sugeridas no EIA, tais como, a instalação de telas filtro nas tomadas d'água do sistema, e instalação de vertedouros que possibilitem o confinamento dos indivíduos nos açudes, e também, a partir destas observações, estabelecer regras de operação e manutenção dessas estruturas. Caso seja necessário, serão propostos e testados outros métodos e sistemas que visem minimizar a introdução de espécies daninhas e ou indesejáveis nas drenagens receptoras.

Para a avaliação da eficiência será acompanhado o desempenho das assembleias de peixes, especialmente nas áreas onde ocorrerão as "misturas" de águas, e caso sejam verificadas alterações bruscas na estrutura destas comunidades, que venham a comprometer a integridade ecológica, ou que venha trazer consequências de ordem econômica e social, adotar medidas mais extremas. O acompanhamento destes fenômenos será feito através do monitoramento proposto.

15.9. ATIVIDADES PREVISTAS

a) Descrição das atividades

Local	Atividade	Metodologia
Campo	Coleta e captura com frequência semestral (na Fase de Implantação) e quadrimestral (na Fase de Operação) das espécies de peixes e ictioplâncton nos pontos de amostragem.	Uso de redes de espera, tarrafas, arrastos, peneira de mão, puçá, espinhel e rede de plâncton (ictioplâncton).
	Verificar a eficiência dos filtros e mecanismos de retenção da biota aquática.	Realizar amostragens com tarrafas, arrastos e peneira de mão com o objetivo de capturar espécies exóticas.
	Fixação e conservação das espécies	O material coletado deve ser fixado em formalina 10% por 48 horas, e posteriormente conservados em álcool 70%.
Laboratório	Triagem, identificação e biometria dos espécimes.	Os peixes coletados serão levados ao laboratório, onde será feita a triagem e identificação das espécies com literatura especializada, mensurados (comprimento padrão) e pesados.
	Dissecação e análise das gônadas e estômago.	Alguns espécimes serão dissecados e terão suas gônadas analisadas quanto ao grau de maturação, além do seu conteúdo estomacal.
	Análise dos dados quanto à ecologia de comunidades, hábitos alimentares e biologia reprodutiva das espécies de peixes.	Serão estimados e calculados os principais indicadores ecológicos como riqueza, abundância, diversidade etc. A dieta será estimada pela frequência do conteúdo alimentar e o ciclo reprodutivo pela frequência da maturação das gônadas.
	Análise da composição ictiofaunística quanto à presença de espécies exóticas na bacia receptora (Rio Ipojuca).	Comparação das espécies identificadas nas coletas com a lista das espécies nativas para a bacia, anterior ao início das obras de construção do empreendimento.
	Elaboração de relatórios técnicos	Após cada campanha será emitido um relatório com a análise dos dados citados acima. Após um ano deve ser feita uma compilação dos dados, inclusive um consolidado ao final do projeto.
	Depósito de espécimes-testemunho em coleção zoológica	Ao final do projeto devem ser depositados, em uma coleção zoológica de referência, exemplares de peixes coletados durante o Programa.

b) A ictiofauna da área de estudo

O conhecimento da diversidade e taxonomia de peixes de água doce neotropicais é ainda incipiente (MENEZES 1992b, ROSA & MENEZES 1996). Para as bacias interiores do Nordeste brasileiro, que inclui a maior parte dos ambientes aquáticos do bioma Caatinga, essa situação é predominante. Os trabalhos de inventário ictiofaunístico nessa região, apesar de terem sido iniciados no século XIX, são ainda escassos e localizados.

Johan von Spix e Karl von Martius, em sua expedição pelo Brasil, coletaram peixes de água doce durante os anos de 1818 e 1819 em diversas localidades da Caatinga, nos estados da Bahia, Pernambuco, Ceará, Piauí e Maranhão (PAPAVERO 1971, PAIVA & CAMPOS 1995). Os peixes obtidos nessa expedição foram posteriormente trabalhados por Spix e Agassiz (*Selecta genera et species piscium Brasiliensium*, 1829-1831) (PAIVA & CAMPOS 1995). Todavia, com poucas exceções, a procedência das espécies descritas não é indicada com precisão, conforme se constata na publicação original e em sua tradução (PETHIYAGODA & KOTTELAT 1998).

REINHARDT (1851) e LÜTKEN (1875) descreveram espécies de peixes do rio das Velhas cujas distribuições se estendem para áreas do bioma Caatinga na bacia do rio São Francisco.

A Expedição Thayer, organizada por Louis Agassiz, que percorreu o Brasil entre os anos de 1865 e 1866, obteve espécimes de peixes provenientes das bacias dos rios São Francisco e Parnaíba. Esses peixes foram depositados no Museum of Comparative Zoology (Harvard University - USA), mas apenas uma pequena parte do material foi trabalhada no contexto de revisões sistemáticas e serviu para a descrição de novas espécies de peixes do Nordeste (p. ex. GARMAN 1913). Com base no exame preliminar desse material, Louis Agassiz apontou a similaridade entre a fauna do Nordeste e a da região amazônica (AGASSIZ & AGASSIZ 1975).

No início do século XX, durante o ano de 1903, Franz Steindachner percorreu os rios São Francisco e Parnaíba, de onde coletou e descreveu diversas espécies de peixes (STEINDACHNER 1906, 1915).

John Haseman percorreu o rio São Francisco nos anos de 1907 e 1908, de onde obteve coleções de peixes, encaminhadas para o museu da Universidade de Stanford, na Califórnia. Ainda nesse período, outros autores descreveram espécies de peixes do Ceará (IHERING 1907, FOWLER 1915), Rio Grande do Norte (STARKS 1913), Bahia (RIBEIRO 1918), da bacia do rio São Francisco (IHERING 1911, EIGENMANN 1914) e do rio Itapicurú (EIGENMANN & HENN in EIGENMANN 1916, EIGENMANN 1917).

Ainda na primeira metade do século XX, tivemos as contribuições de RIBEIRO (1937), que estudou coleções de vertebrados do Nordeste e descreveu peixes da Paraíba e Ceará, e de FOWLER (1941), que descreveu 38 espécies de peixes de água doce do Piauí, Ceará, Rio Grande do Norte, Paraíba e Pernambuco.

Destacam-se as contribuições de Costa e colaboradores sobre os peixes anuais da família Rivulidae, incluindo descrições de espécies e revisões sistemáticas (COSTA 1989, 1995, 1998, COSTA & BRASIL 1990, 1991, 1993, 1994, COSTA et al. 1996). Outros autores que realizaram revisões sistemáticas recentes e descreveram espécies de peixes do bioma Caatinga incluem NIJSSEN & ISBRÜCKER (1976, 1980), GARAVELLO (1976), KULLANDER, (1983), REIS (1989), HIGUCHI et al. (1990), PLOEG (1991), PINNA (1992), WEBER (1992), BERKENKAMP (1993), TRAJANO & PINNA (1996), SCHAEFER (1997) e FERRARIS Jr. & VARI (1999).

A literatura recente inclui, ainda, diversas citações de espécies de peixes para o bioma Caatinga, entre elas, WEITZMAN (1964), ROBERTS in MENEZES (1973), MÊES (1974), GARAVELLO (1979), ROSA (1985), SOARES (1987), LUCENA (1988), VARI (1989, 1991, 1992), CASTRO (1990), FINK (1993), OYAKAWA (1993), LANGEANI NETO (1996) e ARMBUSTER (1998).

ROSA (2005) divide a Caatinga em quatro ecorregiões zoogeográficas dulciaquícolas (Figura 15.9-1), baseado na distribuição das espécies de peixes, nos casos de endemismos, bem como as espécies introduzidas: Maranhão-Piauí, Nordeste Médio-Oriental, São Francisco e Bacias do Leste.

Na tabela abaixo são registradas as espécies de peixes que ocorrem na ecorregião do Rio São Francisco - onde será construído o Ramal do Agreste Trecho VII -, que compreende o rio mais longo que corta o bioma, e seus afluentes da vertente ocidental, que nascem em áreas de cerrado, no Chapadão Ocidental, e cortam a Caatinga apenas no seu curso inferior, e os afluentes da vertente oriental, que nascem na Chapada Diamantina e cortam áreas de caatinga em quase toda sua extensão (ROSA 2004).

A lista foi feita baseada nos estudos sobre a "Diversidade e Conservação dos Peixes da Caatinga", de ROSA (2004), que incluiu a pesquisa na literatura taxonômica primária e em fontes não publicadas, como teses, dissertações e relatórios. Segundo o autor, não foram incluídos registros de espécies marinhas que penetram o curso inferior dos rios costeiros. As sinonímias foram resolvidas, em parte, através da literatura, incluindo catálogos (ESCHMEYER 1998), revisões recentes (p. ex. NIJSSEN & ISBRÜCKER 1976, KULLANDER 1983, PLOEG 1991, VARI 1989, 1991), teses e dissertações não publicadas (p. ex. GARAVELLO 1979, CASTRO 1990).

A ictiofauna registrada para o rio São Francisco, na área de abrangência do bioma, foi de 116 espécies distribuídas em 70 gêneros. Destaque para diversidade de peixes anuais da família Rivulidae, que atinge 24 espécies (ROSA 2004). Um catálogo da ictiofauna do rio São Francisco (TRAVASSOS 1960) apresenta um total de 139 espécies distribuídas em 88 gêneros para a bacia como um todo.

Tabela 15.9-1 Relação das espécies de peixes de água doce que ocorrem no bioma Caatinga – Ecorregião Rio São Francisco e seus afluentes. Distribuição: E. espécie endêmica da Caatinga; F. também ocorre fora da Caatinga; I. Invasora.

ESPÉCIE	DISTRIBUIÇÃO
<i>Acestrorhynchusbritskii</i> Menezes, 1969 Acestrorhynchidae	E
<i>Acestrorhynchuslacustris</i> (Lütken, 1875) Acestrorhynchidae	F
<i>Anchoviellavallanti</i> (Steindachner, 1908) Engraulidae	E
<i>Apareiodon hasemani</i> Eigenmann, 1919 Parodontidae	E
<i>Apareiodon piracicabae</i> (Eigenmann, 1907) Parodontidae	F
<i>Apteronotus brasiliensis</i> (Reinhardt, 1852) Apteronotidae	F
<i>Astronotus ocellatus</i> (Agassiz, 1831) Cichlidae	I
<i>Astyanax bimaculatus</i> (Linnaeus, 1758) Characidae	F
<i>Astyanaxfasciatus</i> (Cuvier, 1819) Characidae	F
<i>Bergiariawestermanni</i> (Lütken, 1874) Pimelodidae	E
<i>Bryconnattereri</i> Günther, 1864 Characidae	F
<i>Bryconorthotaenia</i> Günther, 1854 Characidae	E
<i>Bryconopsaffinis</i> (Günther, 1864) Characidae	F
<i>Callichthyscallichthys</i> Meuschen, 1778 Callichthyidae	F
<i>Cephalosilurusfowleri</i> Haseman, 1911 Pseudopimelodidae	E
<i>Characidium</i> aff. <i>zebra</i> Eigenmann, 1909 Crenuchidae	F
<i>Cichlamonoculus</i> Spix & Agassiz, 1831 Cichlidae	I
<i>Cichlasomasanctifranciscence</i> Kullander 1983 Cichlidae	E
<i>Compsuraheterura</i> Eigenmann, 1915 Characidae	E
<i>Conorhynchusconirostris</i> (Valenciennes, 1840) Pimelodidae	E
<i>Corydoras garbei</i> Ihering, 1911 Callichthyidae	E
<i>Corydorasmultimaculatus</i> Steindachner, 1907 Callichthyidae	E
<i>Corydoraspolyctictus</i> Regan, 1912 Callichthyidae	F
<i>Curimatella lepidura</i> (Eigenmann & Eigenmann, 889) Curimatidae	E
<i>Cynolebias albipunctatus</i> Costa & Brasil, 1991 Rivulidae	E
<i>Cynolebias altus</i> Costa, 2001 Rivulidae	E
<i>Cynolebias attenuatus</i> Costa, 2001 Rivulidae	E
<i>Cynolebias gibbus</i> Costa, 2001 Rivulidae	E
<i>Cynolebias gilbertoi</i> Costa, 1998 Rivulidae	E
<i>Cynolebias leptocephalus</i> Costa & Brasil, 1993 Rivulidae	E
<i>Cynolebias perforatus</i> Costa & Brasil, 1991 Rivulidae	E
<i>Cynolebias porosus</i> Steindachner, 1876 Rivulidae	E
<i>Duopalatinus emarginatus</i> (Valenciennes, 1840) Pimelodidae	E
<i>Eigenmannia microstomus</i> (Reinhardt, 1852) Sternopygidae	E
<i>Eigenmannia virescens</i> (Valenciennes, 1842) Sternopygidae	F
<i>Franciscodoras marmoratus</i> (Lütken, 1874) Doradidae	E
<i>Galeocharax gulo</i> (Cope, 1864) Characidae	F
<i>Geophagus brasiliensis</i> (Quoy & Gaimard, 1824) Cichlidae	F

ESPÉCIE	DISTRIBUIÇÃO
<i>Gymnotus carapo</i> Linnaeus, 1758 Gymnotidae	F
<i>Hasemanina nana</i> (Lütken, 1875) Characidae	E
<i>Hemigrammus brevis</i> Ellis, 1911 Characidae	E
<i>Hemigrammus marginatus</i> Ellis, 1911 Characidae	F
<i>Hoplerythrinus unitaeniatus</i> (Spix & Agassiz, 1829) Erythrinidae	F
<i>Hoplias malabaricus</i> (Bloch, 1794) Erythrinidae	F
<i>Hyphessobrycon micropterus</i> (Eigenmann, 1915) Characidae	E
<i>Hypostomus alatus</i> Castelnau, 1855 Loricariidae	F
<i>Hypostomus auroguttatus</i> Kner, 1854 Loricariidae	F
<i>Hypostomus commersoni</i> Valenciennes, 1836 Loricariidae	F
<i>Hypostomus francisci</i> (Lütken, 1874) Loricariidae	E
<i>Hypostomus garmani</i> (Regan, 1904) Loricariidae	F
<i>Hypostomus wuchereri</i> (Günther, 1864) Loricariidae	F
<i>Leporellus vittatus</i> , (Valenciennes, 1850) Anostomidae	F
<i>Leporinus bahiensis</i> Steindachner, 1875 Anostomidae	E
<i>Leporinus melanopleura</i> Günther, 1864 Anostomidae	E
<i>Leporinus obtusidens</i> (Valenciennes, 1847) Anostomidae	F
<i>Leporinus piau</i> Fowler, 1941 Anostomidae	E
<i>Leporinus reinhardti</i> Lütken, 1874 Anostomidae	E
<i>Leporinus taeniatus</i> Lütken, 1874 Anostomidae	E
<i>Lophiosilurus alexandri</i> Steindachner, 1876 Pseudopimelodidae	E
<i>Loricarianudiventris</i> Valenciennes, 1840 Loricariidae	F
<i>Moenkhausiacostae</i> (Steindachner, 1907) Characidae	E
<i>Orthospinus franciscensis</i> (Eigenmann, 1914) Characidae	E
<i>Otocinclus xakriaba</i> Schaefer, 1997 Loricariidae	E
<i>Pachyurus francisci</i> (Cuvier, 1830) Sciaenidae	E
<i>Pachyurus squamipinnis</i> Agassiz, 1831 Sciaenidae	E
<i>Parauchenipterus galeatus</i> (Linnaeus, 1766) Auchenipteridae	F
<i>Parauchenipterus striatulus</i> (Steindachner, (1877) Auchenipteridae	F
<i>Parodon hilarii</i> Reinhardt, 1867 Parodontidae	E
<i>Phenacogaster franciscoensis</i> Eigenmann, 1911 Characidae	E
<i>Piabina argentea</i> Reinhardt, 1867 Characidae	F
<i>Pimelodellalateristriga</i> (Müller & Troschel, 1849) Pimelodidae	F
<i>Pimelodellalaurenti</i> Fowler, 1941 Pimelodidae	E
<i>Pimelodellavittata</i> (Lütken, 1874) Pimelodidae	F
<i>Pimelodus fur</i> (Lütken, 1874) Pimelodidae	F
<i>Pimelodus maculatus</i> Lacépède, 1803 Pimelodidae	F
<i>Plagioscion squamosissimus</i> (Heckel, 1840) Sciaenidae	I
<i>Poecilia latipinna</i> (Lesueur, 1821) Poeciliidae	I
<i>Poecilia hollandi</i> (Henn, 1916) Poeciliidae	F
<i>Poecilia vivipara</i> Bloch & Schneider, 1801 Poeciliidae	F

ESPÉCIE	DISTRIBUIÇÃO
<i>Prochilodus argenteus</i> Spix & Agassiz, 1829 Prochilodontidae	E
<i>Prochilodus costatus</i> Valenciennes, 1850 Prochilodontidae	E
<i>Psellogrammus kennedyi</i> Eigenmann & Kennedy, 1903 Characidae	F
<i>Pseudauchenipterus flavescens</i> (Eigenmann & Eigenmann, 1888) Auchenipteridae	E
<i>Pseudopimelodus charus</i> (Valenciennes, 1840) Pseudopimelodidae	E
<i>Pseudoplatystoma coruscans</i> (Spix & Agassiz, 1829) Pimelodidae	F
<i>Pseudotatia parva</i> Mees, 1974 Auchenipteridae	E
<i>Pterygoplichthys etentaculatus</i> (Agassiz, 1829) Loricariidae	E
<i>Pygocentruspiraya</i> (Cuvier, 1819) Characidae	E
<i>Rhamdellarobinsoni</i> Fowler, 1941 Pimelodidae	E
<i>Rhamdiaquelen</i> (Quoy & Gaimard, 1824) Pimelodidae	F
<i>Rhinelepisaspera</i> Spix & Agassiz, 1829 Loricariidae	E
<i>Rivulusdecoratus</i> Costa, 1989 Rivulidae	E
<i>Roeboidesxenodon</i> (Reinhardt, 1849) Characidae	E
<i>Salminushilarii</i> Valenciennes, 1850 Characidae	F
<i>Salminusbrasiliensis</i> (Cuvier, 1816) Characidae	E
<i>Schizodonknerii</i> (Steindachner, 1875) Anostomidae	E
<i>Serrapinnusheterodon</i> (Eigenmann, 1915) Characidae	F
<i>Serrapinnuspiaba</i> (Lütken, 1874) Characidae	F
<i>Serrasalmusbrandtii</i> Lütken, 1875 Characidae	E
<i>Simpsonichthysadornatus</i> Costa, 2000 Rivulidae	E
<i>Simpsonichthysflavicaudatus</i> (Costa & Brasil, 1990) Rivulidae	E
<i>Simpsonichthysfulminantis</i> Costa & Brasil, 1993 Rivulidae	E
<i>Simpsonichthysghisolfii</i> Costa, Cyrino & Nielsen, 1996 Rivulidae	E
<i>Simpsonichthys hellneri</i> (Berkenkamp, 1993) Rivulidae	E
<i>Simpsonichthys igneus</i> Costa, 2000 Rivulidae	E
<i>Simpsonichthys magnificus</i> (Costa & Brasil, 1991) Rivulidae	E
<i>Simpsonichthys picturatus</i> Costa, 2000 Rivulidae	E
<i>Simpsonichthys similis</i> Costa & Hellner, 1999 Rivulidae	E
<i>Simpsonichthys stellatus</i> (Costa & Brasil, 1994) Rivulidae	E
<i>Steindachnerina elegans</i> (Steindachner, 1874) Curimatidae	F
<i>Sternopygusmacrurus</i> (Bloch & Schneider, 1801) Sternopygidae	F
<i>Synbranchusmarmoratus</i> Bloch, 1795 Synbranchidae	F
<i>Tetragonopteruschalceus</i> Spix & Agassiz, 1829 Characidae	F
<i>Tilapiaarendalli</i> (Boulenger, 1897) Cichlidae	I
<i>Trachelyopterusstriatulus</i> (Steindachner, 1877) Auchenipteridae	E
<i>Trichomycterusitacarambiensis</i> Trajano & Pinna, 1996 Trichomycteridae	E
<i>Triporthesusguentheri</i> (Garman, 1890) Characidae	E

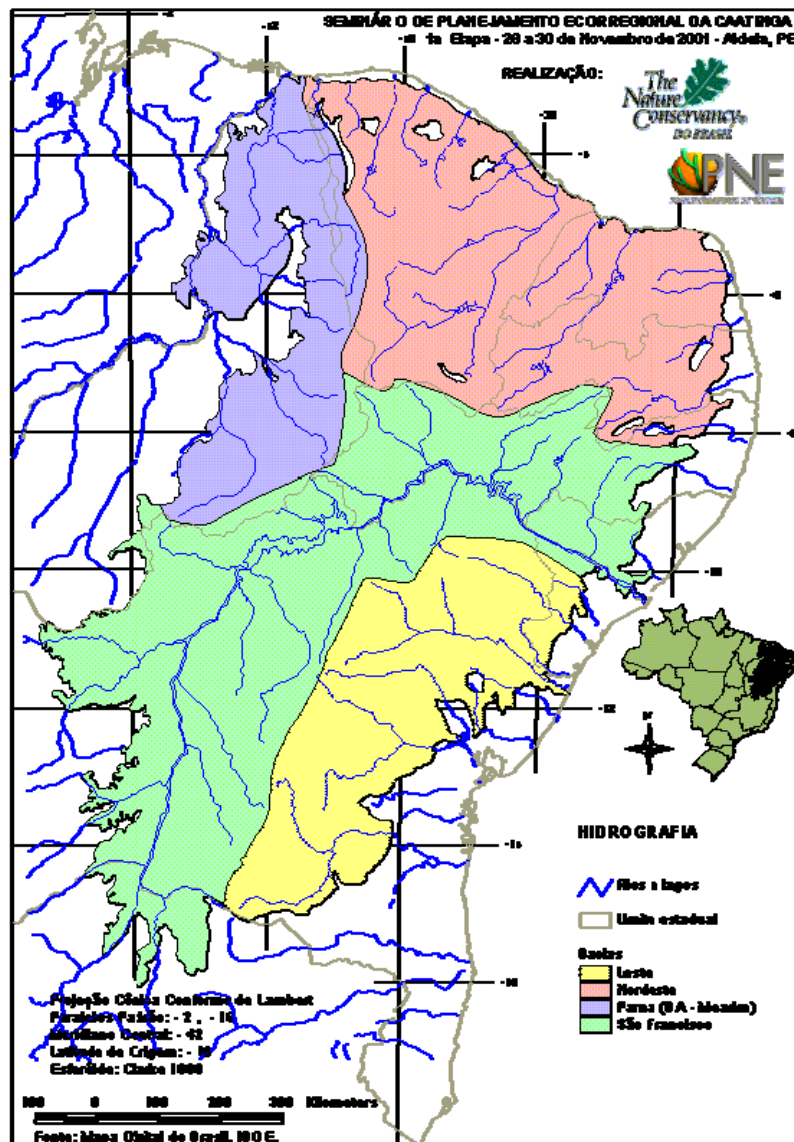


Figura 15.9-1 As quatro ecorregiões dulciaquícolas do bioma Caatinga. O círculo vermelho localiza o Ramal do Agreste – Trecho VII do PISF.

15.10. INTER-RELAÇÃO COM OUTROS PROGRAMAS

- ✓ Plano de Gestão e Supervisão Ambiental: recomenda-se o intercâmbio de informações entre os dois programas, no sentido de controlar, minimizar, monitorar e compensar os possíveis impactos sobre a ictiofauna.
- ✓ Programa de Educação Ambiental e Programa de Treinamento e Capacitação de Técnicos das Obras em Questões Ambientais: dados sobre a biologia e ecologia das principais espécies de peixes que ocorrem na região podem ser fornecidos, como as ameaçadas de extinção, exóticas e endêmicas. Tais informações podem ser usadas

para compor material didático-informativo sobre a biodiversidade da Caatinga.

- ✓ Programa de Uso e Conservação do Entorno e das Águas dos Reservatórios: ambos os programas tem em seus objetivos e metas a proposição e consolidação de medidas de manejo e mitigação dos impactos ambientais nos reservatórios do sistema, no sentido de manter a boa qualidade de consumo das águas.
- ✓ Programa de Monitoramento da Qualidade da Água e Limnologia: a análise integrada dos dois programas possibilitará acompanhar as condições globais dos ecossistemas aquáticos, considerando que a qualidade da água e as condições limnológicas influenciam muito a distribuição dos peixes.
- ✓ Programa de Conservação da Fauna e da Flora: com o intercâmbio de informações entre os dois programas é possível a realização de uma visão geral sobre a biodiversidade da fauna silvestre da Caatinga, ajudando no conhecimento científico sobre a biogeografia das espécies e suas relações com os outros biomas brasileiros.

15.11. ATENDIMENTO A REQUISITOS LEGAIS E/OU OUTROS REQUISITOS

- ✓ Decreto Legislativo nº 002, de 3 de fevereiro de 1994: Aprova o texto da Convenção sobre a Diversidade Biológica, assinada durante a Conferência das Nações Unidas sobre o Meio Ambiente e Desenvolvimento, realizada na Cidade do Rio de Janeiro, no período de 5 a 14 de junho de 1992.
- ✓ Instrução Normativa MMA nº 005, de 21 de maio de 2004: Reconhece como espécies ameaçadas de extinção e espécies sobreexploradas ou ameaçadas de sobreexploração, os invertebrados aquáticos e peixes, constantes dos Anexos a esta IN. Seus Anexos foram alterados pela IN MMA nº 052/2005.
- ✓ Instrução Normativa do IBAMA 119/2006: Normatiza a coleta e o manuseio de material biológico.
- ✓ Instrução Normativa IBAMA Nº 146, de 10 de janeiro de 2007: Estabelece os critérios para procedimentos relativos ao manejo de fauna silvestre em áreas de influência de empreendimentos e atividades consideradas efetiva ou potencialmente causadoras de impactos à fauna sujeitas ao licenciamento ambiental. Revoga a Portaria Sudepe nº 001-N/1977.

- ✓ Lei 5.197/67: Dispõe sobre a proteção à fauna (alterada pelas Leis 7.584/87, 7.653/88, 7.679/88 e 9.111/95; revoga o Decreto-lei 5.894/43). Estabelece que os animais de quaisquer espécies, em qualquer fase do seu desenvolvimento e que vivem naturalmente fora do cativeiro, constituindo a fauna silvestre, bem como seus ninhos, abrigos e criadouros naturais são propriedades do Estado, sendo proibida a sua utilização, perseguição, destruição, caça ou apanha (art. 1º); e que nenhuma espécie poderá ser introduzida no país, sem parecer técnico oficial favorável e sem licença expedida na forma da lei (art. 4º); e penalidades para os crimes que especific (art.27).
- ✓ Lei 9.605/98: Estabelece os crimes contra a fauna (art.29 a 37 e 54).
- ✓ Lei 6.938/81: Dispõe sobre a Política Nacional do Meio Ambiente, seus fins e mecanismos de formulação e aplicação (alterada pelas Leis 7.804/89 e 8.028/90; regulamentada pelos Decretos 89.336/84, 97.632/89 e 99.274/90). Estabelece: que o licenciamento e a revisão de atividades efetiva ou potencialmente poluidoras são instrumentos da Política Nacional do Meio Ambiente (art.9º, inciso IV); o prévio licenciamento de atividades poluidoras ou capazes de causar degradação ambiental (art.10); como competência do IBAMA o licenciamento de atividades e obras com significativo impacto ambiental, de âmbito nacional ou regional (art. 10, § 4º).
- ✓ Resolução CONAMA 001/86: Define impacto ambiental e estabelece critérios e diretrizes gerais para o relatório de impacto ambiental (alterada pelas Resoluções CONAMA 011/86 e 237/97). Estabelece que o licenciamento de atividades modificadoras do meio ambiente dependerá de elaboração de estudo de impacto ambiental e respectivo relatório de impacto ambiental (art.2º, inciso VII – Obras hidráulicas para exploração de recursos hídricos, tais como barragem para fins de irrigação e saneamento).
- ✓ Resolução CONAMA 237/97: Dispõe sobre o licenciamento ambiental (altera a Resolução 001/86). Estabelece: definições de licenciamento ambiental e licença ambiental (art.1º, incisos I e II); exigência de prévio licenciamento do órgão ambiental competente para a localização, construção, ampliação, modificação e operação de empreendimentos considerados efetiva ou potencialmente poluidores ou capazes de causar degradação ambiental (art. 2º); lista de empreendimentos sujeitos ao licenciamento ambiental (art.2º, § 1º e anexo I), que dependerá de EIA/RIMA, para os empreendimentos capazes de causar

degradação ambiental, e estudos ambientais pertinentes para aqueles não potencialmente causadores de degradação (art. 3º e parágrafo único); a realização de audiências públicas para avaliação dos estudos ambientais, quando couber e de acordo com a regulamentação (art. 3º); as competências dos órgãos ambientais das diversas esferas federativas (art. 4º, 5º e 6º) e que os empreendimentos serão licenciados em um único nível de competência (art. 7º).

Esta página foi intencionalmente deixada em branco para o adequado alinhamento de páginas na impressão com a opção frente e verso.

15.12. CRONOGRAMA FÍSICO DE IMPLANTAÇÃO

Quadro 15.12-1 Cronograma do Programa de Monitoramento da Ictiofauna – Fase de Implantação

ATIVIDADE	ANO 1												ANO 2												ANO 3												
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24	25	26	27	28	29	30	31	32	33	34	35	36	
Campanha de coleta																																					
Análise dos dados																																					
Relatórios técnicos																																					
Relatórios anuais																																					
Relatório consolidado																																					

Quadro 15.12-2 Cronograma do Programa de Monitoramento da Ictiofauna – Fase de Operação

ATIVIDADE	ANO 1												ANO 2											
	1	2	3	4	5	6	7	8	9	10	11	12	13	14	15	16	17	18	19	20	21	22	23	24
Campanha de coleta																								
Análise dos dados																								
Relatórios técnicos																								
Relatórios anuais																								
Relatório consolidado																								

Esta página foi intencionalmente deixada em branco para o adequado alinhamento de páginas na impressão com a opção frente e verso.