

# Não excluir esta página

AHE Santo Antonio do Rio Madeira

Plano de Trabalho para Monitoramento Limnológico de Macrófitas Aquáticas

Março de 2009



Insira aqui o Nome do Capítulo

2382-00-PTR-RL-0001-01

## Preencher os campos abaixo

Coordenador: Gina Boemer

Consultor: João Durval

Revisão Ortográfica por:

Data:

Formatado por: Ana Beatriz Braga

Data: 6 mar 2009

Última Gravação por:

Data: 16/03/2009 14:26

Obs: Impressão Frente

## ÍNDICE

<b>Apresentação .....</b>	<b>1/66</b>
<b>1 - Introdução .....</b>	<b>1/66</b>
1.1 - Aproveitamentos Hidrelétricos .....	2/66
1.1 - Caracterização .....	3/66
1.1.1 - Bacia.....	3/66
1.1.2 - Área de Influência Direta e Indireta .....	6/66
1.1.3 - Climatologia .....	7/66
1.1.4 - Pluviometria.....	8/66
<b>2 - Dados Secundários .....</b>	<b>9/66</b>
2.1 - Histórico de Estudos.....	9/66
2.2 - Variáveis Abióticas .....	10/66
2.3 - Variáveis Bióticas .....	14/66
2.3.1 - Plâncton.....	14/66
2.3.1.1 - Fitoplâncton .....	15/66
2.3.1.2 - Zooplâncton .....	19/66
2.3.2 - Macrofauna Bentônica .....	22/66
2.3.3 - Macrófitas Aquáticas .....	23/66
<b>3 - Objetivos .....</b>	<b>26/66</b>
<b>4 - Metas .....</b>	<b>28/66</b>
<b>5 - Metodologia.....</b>	<b>30/66</b>
5.1 - Frequência e Malha Amostral .....	30/66
5.2 - Variáveis Limnológicas .....	34/66

5.3 - Coleta, Conservação e Análise das Amostras .....	37/66
5.3.1 - Variáveis Abióticas .....	40/66
5.3.1.1 - Elementos-traço .....	42/66
5.3.1.2 - Biocidas.....	43/66
5.3.1.3 - Sedimentos.....	43/66
5.3.2 - Variáveis Bióticas .....	44/66
5.3.2.1 - Fitoplâncton .....	45/66
5.3.2.2 - Zooplâncton .....	47/66
5.3.2.3 - Isótopos.....	48/66
5.3.2.4 - Macrofauna Bentônica .....	49/66
5.3.2.5 - Macrófitas Aquáticas .....	50/66
5.3.2.5.1 - Imagens de satélite dos estandes de macrófitas .....	52/66
5.4 - Monitoramento em Tempo Real .....	52/66
5.4.1 - Balsa-laboratório .....	53/66
5.5 - Modelagem Matemática.....	54/66
<b>6 - Análises dos Dados .....</b>	<b>54/66</b>
6.1 - Análises Biológicas.....	56/66
6.1.1 - Riqueza de Espécies.....	56/66
6.1.2 - Densidade de organismos .....	56/66
6.1.3 - Frequência de ocorrência .....	56/66
6.1.4 - Abundância Específica e Abundância Relativa.....	57/66
6.1.5 - Índice de Diversidade Específica e Equidade .....	58/66
6.1.6 - Dominância .....	59/66
<b>7 - Cronograma de Atividades .....</b>	<b>60/66</b>

<b>8 - Base Legal.....</b>	<b>61/66</b>
<b>9 - Equipe Técnica.....</b>	<b>62/66</b>
<b>10 - Referências Bibliográficas.....</b>	<b>63/66</b>

ANEXOS

- Anexo 1 - Mapa de Localização das Áreas de Monitoramento de Limnologia e Qualidade da Água na Área de Influência da UHE Santo Antônio

## APRESENTAÇÃO

Este Plano de Trabalho se propõe a realizar o monitoramento limnológico e de macrófitas aquáticas, durante a fase de pré-enchimento do AHE Santo Antônio, com duração prevista de 4 anos. Os resultados obtidos pelo monitoramento possibilitarão a mensurar das alterações limnológicas, decorrentes da construção da hidrelétrica, e subsidiar a adoção de medidas de controle, caso sejam identificados problemas de qualidade de água ou proliferação excessiva de macrófitas.

Este Plano contempla a execução dos Programas de Monitoramento Limnológico e de Macrófitas Aquáticas, considerando as modificações decorrentes da Informação Técnica nº 47/2008 - COHID/CGENE/DILIC/IBAMA, a condicionante 2.11 da LI nº 540/2008, Ata de Reunião realizada no IBAMA em 04/12/2008 e Ofício nº 19/2009 - CGENE/DILIC/IBAMA.

A área de abrangência do programa compreende um trecho de 300 km, que se estende ao longo do rio Madeira e tributários, desde a cachoeira de Jirau até a jusante da cachoeira de Santo Antônio, incluindo o canal e o lago Cuniã, à margem esquerda do rio Madeira.

Com o propósito de adequar o Programa Básico Ambiental (PBA) às determinações da condicionante 2.11 da LI nº 540/2008 e Ofício nº 19/2009 - CGENE/DILIC/IBAMA, essa proposta integra, além de todo escopo previsto pelo programa:

- monitoramento do igarapé Mucuíim;
- estações de coleta em dois lagos a jusante;
- ampliação dos eixos vertical nas estações do Lago Cuniã;
- estudo do ciclo nictemeral durante o período de seca e cheia;
- análises de nitrogênio e fósforo no sedimento;
- determinação de biomassa de fitoplâncton e zooplâncton;
- mapeamento dos “hotspots” para o desenvolvimento de macrófitas;
- sistema de monitoramento limnológico em tempo real;
- modelagem para prognóstico da qualidade da água.

## 1 - INTRODUÇÃO

A implantação de empreendimentos hidrelétricos depende da construção de barragens e da criação de reservatórios artificiais, necessários para manter um volume de água suficiente para gerar energia de forma contínua, atenuando os efeitos de variações naturais no nível d' água.

Uma das principais conseqüências desse processo é a transformação que ocorre na paisagem com a formação do reservatório, que causa a perda de algumas áreas (devido ao alagamento) e a criação de novos ecossistemas com uma possível presença de espécies oportunistas. Este processo pode acarretar impactos sociais e ambientais, que são mitigados durante as diferentes etapas de implantação do empreendimento.

Dentre os impactos ambientais previstos devido à instalação de empreendimentos hidrelétricos, um dos mais enfocados é a perda potencial de biodiversidade, devido ao alagamento de áreas naturais, uma possível introdução de novas espécies oportunistas e a conseqüente modificação nas características dos habitats resultantes.

Após a conclusão do Estudo de Impacto Ambiental (EIA) do ecossistema que será modificado, a realização de programas ambientais e planos de monitoramento propostos na Avaliação de Impacto Ambiental (AIA), com o intuito de minimizar os possíveis impactos ambientais.

Neste contexto, o monitoramento da Limnologia e Qualidade da água são usuais e muito importantes em empreendimentos de geração de energia elétrica, como no caso das usinas hidrelétricas, pois permitem a identificação dos parâmetros biológicos do corpo d' água em situações normais. Com isso, torna-se possível a identificação de eventuais alterações na qualidade do corpo hídrico cujas águas serão utilizadas no processo de geração, dando subsídios para a elaboração e quantificação das medidas corretivas que forem necessárias para minimizar os impactos potenciais sobre o ecossistema aquático local.

A realização do Monitoramento da Limnologia e Qualidade da Água é considerada fundamental para empreendimentos em ecossistemas aquáticos, pois através da execução dos programas ambientais inseridos no EIA torna-se possível a identificação das espécies que habitam a região e as áreas de influência antes da implantação do futuro empreendimento. Também é possível identificar as espécies ameaçadas de extinção (incluindo as arroladas na Lista Nacional das Espécies de Invertebrados Aquáticos Ameaçadas de Extinção - MMA, 2004), espécies raras, bioindicadoras de qualidade ambiental, exóticas, endêmicas, nativas, novas para a ciência, e seus respectivos habitats.

## 1.1 - APROVEITAMENTOS HIDRELÉTRICOS

Na atualidade, praticamente, o potencial de todos os rios de grande porte das regiões Sul e Sudeste do País já está estudado, e os melhores aproveitamentos hidrelétricos já estão sendo explorados. As melhores alternativas hidroenergéticas disponíveis encontram-se na região Amazônica, onde se concentram 51% de todo o potencial hidrelétrico brasileiro e onde, até 2000, apenas 5% do potencial hidrelétrico regional se encontrava em exploração.

Sob o aspecto energético, o rio Madeira é extremamente atrativo devido às significativas variações de nível d'água entre os períodos seco e úmido, associadas a uma das melhores curvas de permanência de vazões da Amazônia. Esse regime hidrológico particular do Madeira viabiliza soluções de engenharia, com reservatórios reduzidos que, associados ao baixo tempo de residência hidráulica, contribuem para a redução de alguns efeitos ambientais, constituindo-se em fator positivo determinante no aspecto ambiental.

Hoje, a região estudada é servida por sistemas isolados, com sua matriz energética fortemente calcada na energia térmica à base de óleo diesel, cuja efetiva integração ao sistema elétrico interligado brasileiro só poderá ser viabilizada a partir de empreendimentos de grande capacidade de geração, o que, além de aumentar a confiabilidade do fornecimento, possibilitará a redução da dependência dos combustíveis fósseis e os intercâmbios sazonais de energia.

Além do potencial para geração elétrica, o rio Madeira possui, historicamente, uma vocação natural para a navegação que remonta a um passado pré-histórico, ampliado desde as primeiras bandeiras portuguesas que se aventuraram pela região e que representa hoje uma importante via de integração regional, no transporte de pessoas e cargas.

Dessa forma, deve-se, ainda, considerar que às potencialidades hidrelétricas dos Aproveitamentos de Jirau (3.300 MW) e Santo Antônio (3.150 MW) poderão agregar-se outros aproveitamentos hidrelétricos e todo um sistema hidroviário conjugado, que permitirá a integração sul-americana, em função da proximidade com a Bolívia e com o Peru, abrindo espaços para projetos de infra-estrutura energética e de transportes entre os três países, impulsionando o desenvolvimento regional.

Essas considerações justificam o investimento dos consórcios nos estudos do rio Madeira, empresas detentoras do registro ativo concedido pela ANEEL em 2001 para o desenvolvimento dos estudos de Inventário e, posteriormente, dos estudos de Viabilidade, no trecho de 260 km

localizado entre a Vila de Abunã, na divisa com a Bolívia, e a cachoeira de Santo Antônio, nas proximidades da cidade de Porto Velho, ambos no estado de Rondônia.

## 1.1 - CARACTERIZAÇÃO

### 1.1.1 - Bacia

A bacia hidrográfica do rio Madeira, ou vale do Madeira, tem uma área total de aproximadamente 1,47 milhões de km<sup>2</sup>, representa cerca de 23% da Bacia Amazônica, sendo aproximadamente o dobro do tamanho de qualquer outra bacia tributária. É geologicamente e geograficamente complexa devido o seu enorme tamanho e pelo fato de que suas cabeceiras têm origem nos flancos altamente erosíveis dos Andes, no Escudo Brasileiro desnudado e antigo, e nas terras baixas do Terciário cobertas por florestas, ou seja, nos três principais tipos de áreas de drenagem da Bacia Amazônica (Figura 1-1). A água flui através de zonas de relevo, litologia, clima e vegetação variados, que determinam características hidrológicas e hidroquímicas diversificadas. Contudo, é a área de drenagem dos Andes que determina mais fortemente a hidroquímica do rio Madeira (Quadro 1-1).

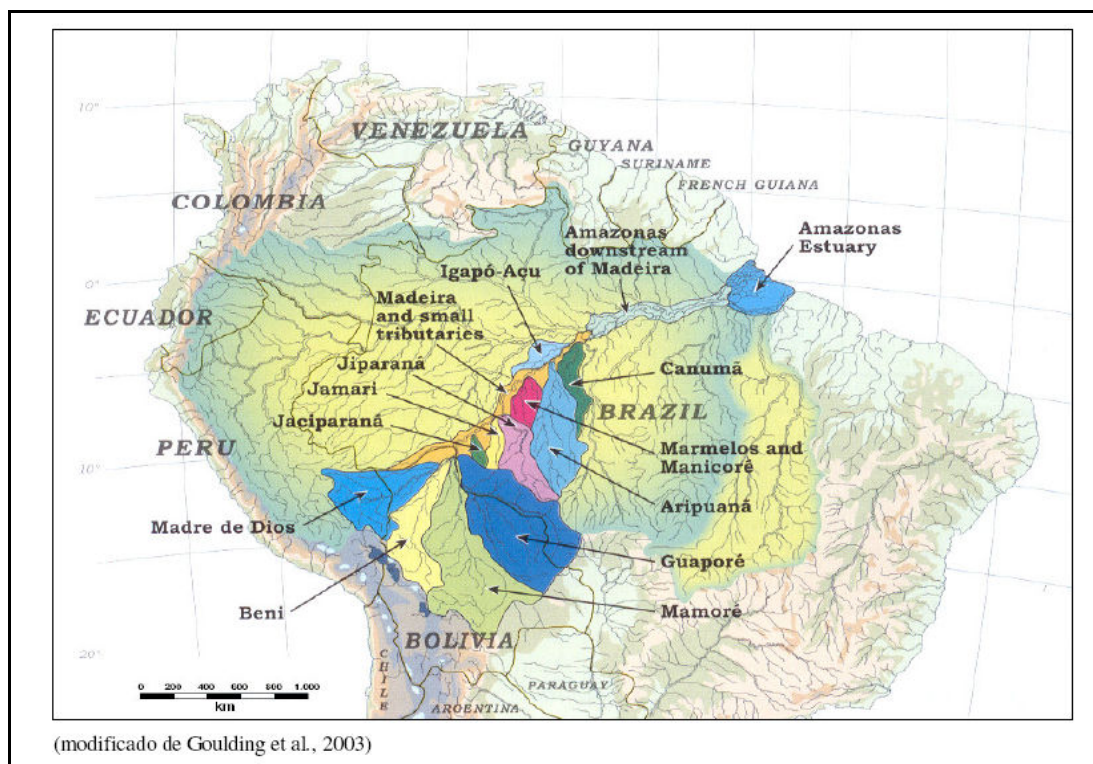


Figura 1-1 - Mapa esquemático das principais bacias tributárias do rio Madeira.



Quadro 1-1 - Áreas de drenagem da Bacia do rio Madeira.

Local	Área da Bacia (km <sup>2</sup> )
Rio Mamoré em Guajará-Mirim	589.497
Rio Madeira na foz do rio Beni	898.294
Rio Madeira na foz do rio Abunã	932.622
Rio Madeira em Jirau	972.710
Rio Madeira em Santo Antônio	988.873
Rio Madeira em Porto Velho	988.997
Rio Madeira na foz	1.420.000

Fonte: (EIA-Tomo B 1/8, p. 45,46).

Em território rondoniense, os afluentes principais do rio Madeira pela margem direita são os rios Ribeirão, Castanho, Mutum-Paraná, Jaci-Paraná, São Francisco, Caracol, Candeias, Jamari e Jiparaná, além dos igarapés das Araras, Mururé e Cirilo. Dentre os afluentes pela margem esquerda destaca-se o rio Abunã, Jatuarana e Mucuí e Cuniã. Os outros são curtos e pouco significativos (rios Ferreiros, São Lourenço e Aponiã, bem como os igarapés São Simão, Maparaná).

O regime hidrológico do rio Madeira, fortemente influenciado pelo clima da região Andina do leste da Bolívia, é caracterizado por um período de águas baixas, de julho a outubro, e um período de águas altas, de fevereiro a maio. A variação entre o pico de água alta e água baixa é de aproximadamente 15,4-21,8 metros (Goulding *et al.*, 2003). De acordo com o EIA, este pode ser considerado um rio novo, em busca de seu leito definitivo, sendo comum a alteração do canal de navegação a cada ciclo hidrológico. O Madeira é um rio extremamente barrento durante a maior parte do ano, com carga de sedimentos transportados estimados entre 500 e 600 milhões de toneladas/ano na foz (Martinelli *et al.*, 1989), contribuindo com mais de 50% da carga de sedimentos transportada pelo rio Amazonas. O rio Madeira carrega de 50-68 mg/L de sais dissolvidos e descarga sólida, apresentando concentração média de 1.350 mg/l, com valores de concentração variando de 600 mg/l em águas baixas até 3.500 mg/l em águas altas, originário principalmente da região Andina da bacia.

O volume de água do Madeira é elevado. Sua descarga anual média foi estimada em 29.000 m<sup>3</sup>/s na foz, com valores máximos de 40.000 m<sup>3</sup>/s na cheia e mínimos de 4.000 m<sup>3</sup>/s na vazante (Ferreira *et al.*, 1988). Dentre os afluentes amazônicos, é o maior tributário em termos da descarga de água, contribuindo com aproximadamente 15% da descarga líquida total do rio Amazonas (Martinelli *et al.*, 1989). De fato, por sua extensão e caudal, o rio Madeira constitui o

segundo maior sistema de água branca da Amazônia, situando-se atrás do rio Solimões-Amazonas. (EIA-Tomo B 1/8, p. II-16).

O rio Madeira é um rio extremamente barrento durante a maior parte do ano, sendo sua carga de sedimentos transportados estimada entre 500 e 600 milhões de toneladas/ano na foz (Martinelli *et al.*, 1989), constituindo-se no principal contribuinte (>50%) da carga de sedimentos transportada pelo rio Amazonas. No âmbito de seus formadores, o rio Beni e o rio Madre de Dios (seu principal tributário), são considerados os principais controladores da geoquímica do rio Madeira, pois entregam as cargas de sedimentos mais pesadas. O rio Guaporé, caracterizado como um rio de água clara por drenar a porção sul do Escudo Brasileiro e as terras baixas bolivianas (leste), não apresenta elevada carga de material em suspensão; portanto, perfaz a menor contribuição (53-161 toneladas/dia) (De Paula, 1990).

A concentração de sedimentos em suspensão, cuja média é de 750 mg/l, varia de 120 mg/l em águas baixas até 3.500 mg/l em águas altas. No local da AHE Santo Antônio, a descarga sólida total média anual é igual a 1.621.024 t/dia e no local da AHE Jirau, a descarga sólida total média anual é de 1.594.529 t/dia (EIA-Tomo E 1/3 p. 7).

Em Porto Velho, a vazão média no período histórico (1967 a 2001) é cerca de 19.000 m<sup>3</sup>/s, enquanto a vazão máxima diária registrada atingiu 48.570 m<sup>3</sup>/s em 14 de abril de 1984. A vazão mínima registrada ocorreu em setembro de 1995 atingindo cerca de 3.145 m<sup>3</sup>/s (EIA-Tomo B 1/8, p. III-52).

Aproximadamente 70% da área da bacia do Rio Madeira se encontra a montante da cidade de Porto Velho.

Pelas suas características físicas, pode-se dividir o curso total do sistema hidrográfico do Madeira em três trechos distintos:

- Alto Madeira, constituído praticamente pelos formadores;
- Trecho das cachoeiras, entre Guajará Mirim e a cachoeira de Santo Antônio;
- Baixo Madeira.

Denomina-se Alto Madeira a grande ramificação dos seus formadores, sendo difícil determinar qual destes pode ser considerado como o tronco principal do rio Madeira. O maior em comprimento é o rio Mamoré, porém o mais caudaloso é o rio Beni. Todos eles nascem em

altitudes elevadas e correm inicialmente com acentuada declividade em leitos encachoeirados. Descendo aos terrenos planos, tornam-se tortuosos, com aumentos locais de declividade decorrentes da presença de pequenas corredeiras, bancos de areia e ilhas de aluvião que diminuem as suas seções transversais.

O trecho das cachoeiras no rio Madeira inicia-se logo a jusante da cidade de Guajará-Mirim e termina a montante de Porto Velho, na chamada cachoeira de Santo Antônio. O comprimento deste trecho, incluindo um trecho de 20 km ainda no rio Mamoré, é da ordem de 360 km, com um desnível total de 70 m, ao longo do qual apresenta 18 cachoeiras ou corredeiras.

A bacia no trecho a jusante da foz do rio Abunã não recebe contribuições significativas pela margem esquerda, onde se resume a uma faixa com uma largura média inferior a 100 km. Pela margem direita, a contribuição afluenta ao trecho não é também muito significativa, pois o único rio de porte que nele deságua é o Jaci-Paraná, que drena uma área da ordem de 15.000 km<sup>2</sup>, ou seja, insignificante quando comparada à bacia do rio Madeira na foz do rio Jaci-Paraná.

O Baixo Madeira inicia-se na cachoeira de Santo Antônio e estende-se até sua foz, no rio Amazonas. A extensão desse trecho é da ordem de 1.100 km, com um desnível total aproximado de 19 m. Sua foz, no Amazonas, é constituída por dois canais, desaguando o primeiro a cerca de 50 km a montante da cidade de Itacoatiara, e o segundo, que se liga ao rio Maués, desaguando a montante de Parintins (EIA-Tomo B 1/8, pgs. III-45,46).

### 1.1.2 - Área de Influência Direta e Indireta

A Área de Influência Indireta abrange a totalidade das sub-bacias hidrográficas de contribuição lateral às áreas de inundação dos dois empreendimentos Hidrelétricos e também a área das sub-bacias de contribuição direta numa faixa de 12 km a jusante do barramento de Santo Antônio e 5km do remanso de Jirau.

Os limites geográficos da All totalizam uma área aproximada de 23.520 km<sup>2</sup> cuja descrição é dada a seguir. Pela margem esquerda do rio Madeira, o limite inicia-se na travessia da balsa na cidade de Abunã, abrangendo toda a linha de cumeada das bacias hidrográficas que drenam para esta margem, ao longo da serra do Candomblé e da serra dos Três Irmãos, e que integra parte do limite interestadual de Rondônia e Amazonas. Já nas proximidades da cidade de Porto Velho, abaixo do eixo de Santo Antônio, o limite interestadual é substituído pelo limite da bacia de contribuição de um pequeno afluenta que deságua nas proximidades do terminal portuário da PETROBRAS. A partir daí, já na margem direita do rio Madeira, segue pelo divisor de águas da

bacia hidrográfica do rio Jamari até a serra dos Pacaás Novos, situado na porção sul da área. Segue então por essa serra, no sentido nordeste, até tomar novamente os divisores de água das bacias hidrográficas do rio Mutum-Paraná e dos afluentes diretos da margem direita do rio Madeira, situados a montante da travessia de balsa em Abunã, onde termina o perímetro da Área de Influência Indireta. Esta área engloba toda a bacia hidrográfica dos rios Castanho, Cotia/Mutum-Paraná, Jaci-Paraná e Caracol, pela margem direita, e dos rios São Lourenço e Caripunás pela margem esquerda do rio Madeira.

A Área de Influência Direta incorpora o espaço geográfico susceptível aos efeitos diretos da implantação da infra-estrutura necessária à construção e operação dos empreendimentos: áreas previstas de inundação dos reservatórios em suas cotas máximas, os canteiros de obras, as áreas de empréstimo e botaforas, além das vias de acesso. Esses espaços incluem, também, as áreas destinadas à implantação das Áreas de Preservação Permanente (APP), que correspondem a uma faixa de 100 metros em projeção horizontal em toda a extensão dos dois reservatórios. A AID do AHE Santo Antônio corresponde a 26.922ha, com 16.531ha de calha do rio e lagoas marginais.

### 1.1.3 - Climatologia

Predomina na região o Clima Tropical Chuvoso (Aw de acordo com a classificação de Köppen) com média de temperatura do ar superior a 18°C durante o mês mais frio, e um período seco bem definido durante a estação de inverno. O clima caracteriza-se por apresentar uma homogeneidade espacial e sazonal da temperatura média do ar, e uma variabilidade temporal em relação à precipitação pluviométrica (Marcelo José Gama Da Silva, <http://www.sedam.ro.gov.br/web/guest/Meteorologia/Climatologia>).

Ocasionalmente nos meses de junho, julho e/ou agosto pode-se observar o fenômeno denominado de "Friagem" que ocorre sob a influência de anticiclones formados em altas latitudes e atravessam a Cordilheira dos Andes em direção ao sul do Chile. Alguns destes anticiclones são excepcionalmente intensos, condicionando a formação de aglomerados convectivos que intensificam a formação dos sistemas frontais na região Sul do País. Durante estes meses as temperaturas mínimas do ar podem atingir valores inferiores à 10 °C. A média anual da temperatura do ar gira em torno de 24 °C e 26 °C, com temperatura máxima entre 30 °C e 34 °C, e mínima entre 17 °C e 23 °C. A região, portanto, apresenta pequena amplitude térmica anual e notável amplitude térmica diurna, especialmente no inverno.

A média anual da umidade relativa do ar varia de 80% a 90% no verão, e em torno de 75%, no outono - inverno. A evapotranspiração potencial (ETP) é alta durante todo o ano, apresentando valores superiores a 100 mm/mês. O total anual da ETP só atinge valores superiores aos da precipitação mensal nos meses de maio, junho, julho e agosto.

Os principais fenômenos atmosféricos que atuam na região são: as Altas Convecções diurnas (água evaporada no local e a evapotranspiração resultante do aquecimento das superfícies das águas, florestas e vegetação), associadas aos fenômenos atmosféricos de larga escala: a Alta da Bolívia - AB (anticiclone que se forma nos altos níveis da atmosfera (200 hPa) durante os meses de verão e situa-se sobre o altiplano boliviano), a Zona de Convergência Intertropical - ZCIT e as Linhas de Instabilidade - LIs (conglomerados de nuvens cumulonimbus que se forma na costa norte - nordeste do oceano Atlântico, devido a circulação da brisa marítima)

### 1.1.4 - Pluviometria

A precipitação média anual é em torno de 1.400 a 2500 mm (Figura 1-2) e mais de 90% desta ocorre na estação chuvosa. Para os meses de junho, julho e agosto a média da precipitação é inferior a 20 mm/mês (Marcelo José Gama Da Silva, <http://www.sedam.ro.gov.br/web/guest/Meteorologia/Climatologia>).

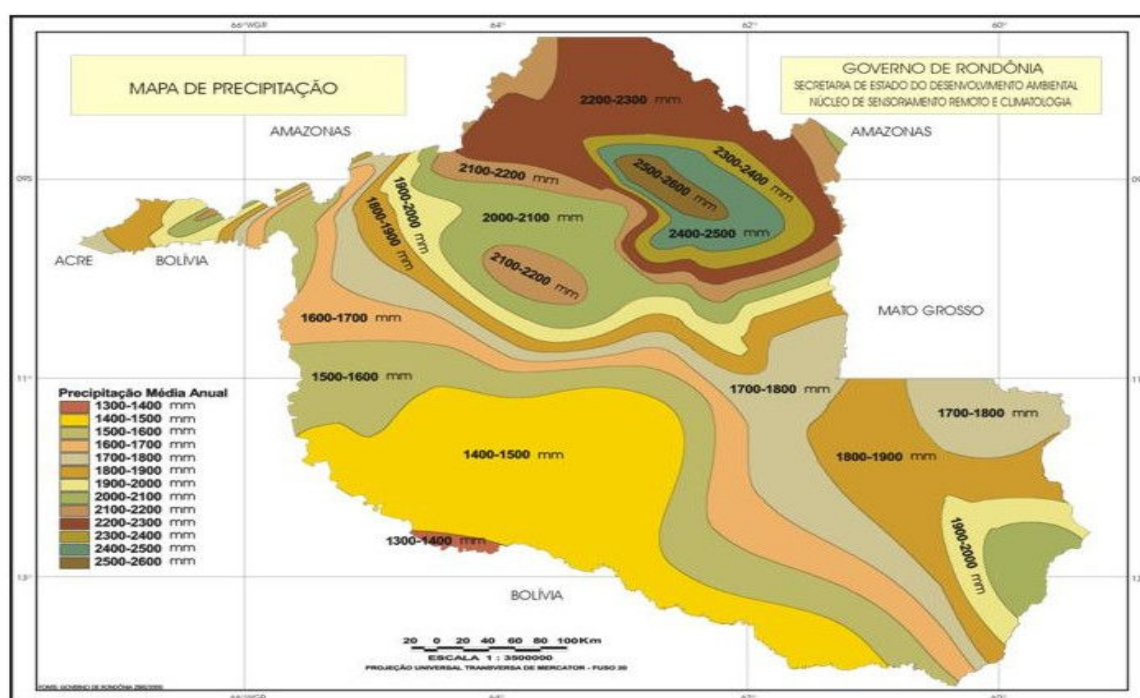


Figura 1-2 - Pluviometria do Estado de Rondônia

Nos meses de inverno a brisa pluvial da Bacia Amazônica (circulação local que ocorre nos baixos níveis da atmosfera) e os aglomerados convectivos de meso e grande escala, associado com a penetração de sistemas frontais, advindo da região Sul e Sudeste do Brasil, são os principais mecanismos responsáveis pelas chuvas de baixa intensidade, enquanto que, nos meses de verão ocorre o período mais chuvoso, onde se observa uma grande atividade convectiva causada por uma maior incidência de radiação solar, durante o ano. O período chuvoso ocorre entre os meses de outubro a abril, e o período mais seco em junho, julho e agosto. Maio e setembro são meses de transição.

## 2 - DADOS SECUNDÁRIOS

O principal estudo utilizado como fonte dos dados secundários foi o Estudo de Impacto Ambiental - EIA intitulado “Aproveitamentos Hidrelétricos Santo Antônio e Jirau”, elaborado por FURNAS Centrais Elétricas S.A., Construtora Norberto Odebrecht S.A. e Leme Engenharia Ltda. A Complementação e Adequação às Solicitações do IBAMA, de 2006, incorporado como TOMO E do EIA, contém o atendimento as solicitações expressas no Ofício no 135/2006, de 24 de fevereiro de 2006 - Pedido de Complementação e Adequação dos Estudos de Impacto Ambiental e Relatório de Impacto Ambiental - EIA/RIMA dos AHEs Santo Antonio e Jirau.

Os resultados apresentados como dados secundários referem-se ao EIA, a não ser quando citada outra fonte.

### 2.1 - HISTÓRICO DE ESTUDOS

Os trabalhos existentes na bacia do rio Madeira, especialmente os relativos ao trecho a montante de Porto Velho, são, em sua maioria, estudos regionais que abrangem todo o território de Rondônia ou, ainda, espaços mais amplos, que fazem parte da região conhecida como “Amazônia Brasileira”. Estudos específicos para essa bacia foram realizados por FURNAS e ODEBRECHT em 2002, responsáveis pelos Estudos de Inventário Hidrelétrico do Rio Madeira, e tornaram-se a fonte de informação básica para os estudos de viabilidade ambiental do AHEs Jirau e Santo Antônio.

Além do Inventário Hidrelétrico do rio Madeira, foram realizados levantamentos de informações na Secretaria de Meio Ambiente de Rondônia - SEDAM, que cedeu cópia de todos os estudos produzidos para o Zoneamento Socioeconômico e Ecológico da Rondônia; no Sistema de Proteção da Amazônia - SIPAM, obtendo-se o banco de dados dos levantamentos de recursos naturais

efetuados pela Fundação Instituto Brasileiro de Geografia e Estatística - FIBGE, no âmbito do Projeto SIVAM; na Companhia de Pesquisa de Recursos Minerais - CPRM, para obtenção do Zoneamento Ecológico-Econômico Brasil-Bolívia trecho rio Abunã-Vale do rio Guaporé.

Levantamentos em instituições de ensino e pesquisa da região amazônica e em sites relativos à Amazônia e de instituições estaduais complementaram os dados existentes para a elaboração do diagnóstico ambiental dos estudos de viabilidade dos AHEs Santo Antônio e Jirau.

Há ainda o documento de 2006 elaborado para o Ministério Público do Estado de Rondônia pela COBRAPE intitulado: “Relatório de Análise do Conteúdo dos Estudos de Impacto Ambiental (EIA) e do Relatório de Impacto Ambiental (RIMA) dos Aproveitamentos Hidrelétricos de Santo Antônio e Jirau, no rio Madeira, Estado de Rondônia”. O trabalho em sua Parte B Rev 1, denominado “Pareceres técnicos dos especialistas setoriais Aspectos Físicos e Bióticos”, de autoria dos Professores Drs. José Galizia Tundizi e Takako Matsumura-Tundisi, traz uma abordagem crítica do EIA / RIMA com relação aos temas relacionados à limnologia. Outro documento recente de fevereiro de 2007 de autoria de Carlos E. M. Tucci, encomendado pelo IBAMA, intitula-se “Análise dos Estudos Ambientais dos Empreendimentos do rio Madeira”.

## 2.2 - VARIÁVEIS ABIÓTICAS

Serão descritos a seguir os resultados presentes no EIA, cujas cinco campanhas de campo foram realizadas em períodos hidrológicos distintos entre 2003 e 2004, caracterizando-se as fases de enchente, cheia, vazante e seca.

A análise dos perfis verticais de temperatura da água, oxigênio dissolvido, condutividade elétrica e pH realizados na calha central e margens esquerda e direita do rio Madeira evidenciaram a ausência de variabilidade espacial bem definida, indicando uma homogeneidade na massa de água presente no rio ao longo das diferentes fases do ciclo hidrológico. Ou seja, os referidos perfis não indicaram a presença de ambientes quimicamente diferenciados nas margens do rio devido à influência dos afluentes nas condições hídricas do Madeira. Assim sendo, o EIA -RIMA se restringiu a apresentar dados relativos à calha central, considerados representativos do sistema como um todo.

No rio Madeira as variações diárias de temperatura predominam sobre as variações anuais. O comportamento sazonal da temperatura da água obedeceu a um padrão bem definido, com valores mais altos no verão (29,6 °C rio Madeira e 30,9 °C rios Abunã e Jaci-Paraná), que na região se estende de novembro a março, abrangendo, portanto as fases de enchente e cheia na

bacia do rio Madeira. Os menores valores (24,4 °C rio Madeira e 23,6 °C rio Abunã) foram observados nas fases de vazante e seca (maio a julho), que corresponde ao inverno na região, caracterizado inclusive pela ocorrência do fenômeno da “friagem” e o conseqüente resfriamento da coluna de água.

O teor de oxigênio dissolvido no rio Madeira e tributários mostrou considerável uniformidade na coluna de água e uma sazonalidade bem definida, com os níveis mais baixos de oxigenação observados durante as fases de cheia e vazante, constatando-se aumento nesses níveis associados às fases de seca e enchente. De modo geral, os ambientes apresentaram um alto grau de oxigenação durante todo o período de estudo, tanto nas águas superficiais como nas camadas mais profundas, muitas vezes com valores acima de 100% de saturação, observada com freqüência no rio Madeira a jusante das grandes cachoeiras e em alguns afluentes (São Simão e Mutum-Paraná) na vazante. A alta oxigenação do fundo, em decorrência da dinâmica fluvial, impede a formação de uma camada anóxica que possibilitaria, por sua vez, a retenção de nutriente e íons nos sedimentos.

As concentrações médias de oxigênio dissolvido oscilaram em torno de 5-7 mg/L durante o ciclo hidrológico, sendo ligeiramente maior no rio Madeira (6,15 mg/L) do que nos afluentes (5,41 mg/L). O oxigênio presente nesses rios, certamente difere quanto à origem, podendo-se atribuir as elevadas concentrações nos afluentes à produção fitoplanctônica quando as condições lóticicas são menos pronunciadas. No rio Madeira no trecho entre Guajará Mirim e Porto Velho o desnível do rio de cerca de 70 metros favorece a oxigenação.

A condutividade elétrica mostrou um padrão sazonal bem definido, caracterizado pela tendência decrescente em seus valores ao longo das fases de cheia e vazante, com os maiores índices de condutância registrados na seca e enchente. No rio Madeira, a condutividade elétrica mostra índices médios oscilando entre 60-90  $\mu\text{S}25/\text{cm}$ , e média global de 72,9  $\mu\text{S}25/\text{cm}$  para o período de estudo. Nos tributários, o valor médio global foi de 9,5  $\mu\text{S}25/\text{cm}$  para índices médios oscilando entre 5,3  $\mu\text{S}25/\text{cm}$  (rio Cotia) e 13,7  $\mu\text{S}25/\text{cm}$  (rio Jaci-Paraná). A ligeira diferença nos valores da condutividade entre os tributários e a acentuada diferença destes com relação ao Madeira são associadas às características geoquímicas nas respectivas bacias de captação.

A transparência da água do rio Madeira, com valores entre 0,05 e 0,15 m, situa-se no limiar ou abaixo do limite inferior daqueles considerados típicos para rios de água branca, da ordem de 0,15 a 0,20 m, revelando as condições extremas de visibilidade presentes no ambiente. A turbidez oscilou de 106 UFT (enchente) a 80 (seca). A penetração da luz foi menor que 2% da coluna de água, correspondente a zona eufótica de aproximadamente 30 cm. Nos tributários, os



valores médios de transparência oscilaram entre 0,44 m (rio Abunã) e 1,65 m (rio Cotia). A dinâmica sazonal com relação a turbidez foi bastante nítida, com os maiores índices registrados no período de cheia (55 UFT rios Jaciparaná e Abunã) e os menores na enchente (2 UFT igarapé São Simão, rios Abunã e Cotia).

O padrão de variação temporal da alcalinidade foi correlacionado positivamente ao da condutividade elétrica no rio Madeira, indicativo de que a fração aniônica mais importante é constituída de ácidos fracos, principalmente o bicarbonato. Nos tributários a relação entre a alcalinidade e a condutividade não foi significativa. No rio Madeira, a alcalinidade mostrou valor médio de 26,4 mg/L, para uma amplitude de variação de 23-31 mg/L; nos tributários, a alcalinidade média foi de 7,6 mg/L, para uma amplitude de variação de 3-15 mg/L.

O pH também mostrou distribuição vertical relativamente uniforme na coluna de água, mais evidente nos tributários que no rio Madeira. Seu padrão sazonal evidenciou maiores índices durante as fases de seca e enchente, quando os valores situaram-se do lado alcalino da neutralidade no rio Madeira (6,8-7,3), e na faixa de levemente ácido a neutro nos tributários (5,4-6,5). Os menores índices foram observados nas fases de enchente e vazante, com os valores do situando-se no lado ácido da neutralidade no rio Madeira (6,1-7,0) e apresentando caráter ácido variando de leve a acentuado nos tributários (4,4-6,4).

A demanda bioquímica (DBO) e química (DQO) de oxigênio apresentaram, em média, grande variabilidade na escala sazonal e espacial, de acordo com a época do ciclo hidrológico e com o rio relacionado. Diminuíram da cheia para a seca, com menores valores na seca e enchente. Os maiores consumos por via bioquímica foram registrados na vazante e cheia. O rio Madeira apresentou maior DQO e menor consumo bioquímico de oxigênio em comparação com os tributários. De modo geral, verifica-se que o oxigênio presente no rio Madeira e tributários representa menos da metade (18% a 30%) das demandas bioquímica e química das águas, implicando num considerável déficit potencial de oxigênio. No entanto, estes valores são biologicamente similares aos encontrados nas águas amazônicas, nas quais o déficit de oxigênio parece ser uma característica intrínseca.

As concentrações de sólidos em suspensão apresentaram clara variabilidade sazonal no rio Madeira, com o pico máximo ocorrendo na cheia e o mínimo na seca, tanto para a fração fixa (inorgânica) como volátil (orgânica). Nos tributários, a fração fixa apresentou padrão inverso àquele observado no rio Madeira, enquanto que a fração volátil apresentou padrão flutuante. Observa-se a dominância da fração fixa (210-1.377 mg/L) sobre a volátil (34-209 mg/L) no rio

Madeira, enquanto que nos tributários a fração volátil (7-93 mg/L) domina sobre a fixa (5-78 mg/L).

Com base nos valores de cátions totais, as águas investigadas podem ser classificadas como do tipo branca (rio Madeira) e clara (tributários). Do ponto de vista químico, a água do rio Madeira pode ser caracterizada como bicarbonatada e ligeiramente tamponada devido ao seu caráter levemente ácido a neutro e riqueza relativamente pronunciada no teor de cálcio. Por outro lado, as águas dos tributários, devido aos baixos valores de cálcio e magnésio, podem ser caracterizadas como não carbonatadas e extremamente não tamponadas. O rio Madeira reflete as condições geoquímicas e litológicas do substrato de suas nascentes (Cordilheira dos Andes), onde a presença de rochas sedimentares de ambiente marinho e evaporitos, leva a um conteúdo relativamente alto em eletrólitos e de íons metais alcalinos terrosos ( $\text{Ca}^{2+}$  e  $\text{Mg}^{2+}$ ) (STALLARD, 1985).

O teor de ferro total detectado nos rios investigados foi relativamente baixo, apresentando pouca variabilidade espacial e sazonal. De modo geral, os valores médios situaram-se abaixo de 2 mg/L no rio Madeira, a exceção do pico de máximo de distribuição observado na seca (4,6 mg/L). Nos tributários, os seus teores situaram-se abaixo de 1 mg/L, destacando o pico máximo de distribuição (3,2 mg/L) observado no rio Jaci-Paraná na enchente. O teor da fração dissolvida foi extremamente baixo (0,15 mg/L) em todos os ambientes investigados.

As concentrações dos elementos-traço mensurados situaram-se freqüentemente no limiar ou abaixo do limite de quantificação do método aplicado, a exceção dos teores de chumbo detectados na seca (0,04-0,07 mg/L), os quais situaram-se acima do limite permitido para águas de Classe II (0,03 mg/L) da Resolução CONAMA 357/2005 e, eventualmente, do padrão de potabilidade (0,05 mg/L) estabelecido pelo Ministério da Saúde. De modo geral, o alumínio esteve praticamente ausente das águas do Madeira, o chumbo e o manganês foram detectados eventualmente no rio Madeira e tributários, sendo que somente o estanho foi detectado em todas as estações de coleta.

O suprimento de fósforo nos rios investigados foi dominado pela fração particulada (70%), que implica numa contribuição extremamente baixa (<30%) das frações dissolvidas no transporte de fósforo total. Por sua vez, o suprimento de nitrogênio foi largamente dominado pela fração orgânica (80-90%), de modo que o transporte pela a fração inorgânica foi 20%, com maior contribuição do nitrato. O silicato apresentou concentrações expressivas no rio Madeira (3,6-7,4 mg/L), e relativamente baixas nos tributários (<1,0 mg/L), a exceção do rio Jaci-Paraná (1,4-2,7 mg/L).

O carbono orgânico dissolvido (COD) mostrou grande variabilidade sazonal e padrão claro de distribuição ao longo do tempo, com os maiores índices na cheia e os menores na seca, mais acentuado no rio Madeira. De modo geral, as concentrações médias de COD detectadas no rio Madeira (15 mg/L) e tributários (8,5 mg/L) situaram-se na faixa de variação atribuída aos rios tropicais (2-15 mg/L). O excelente ajuste linear do COD com o sólido suspenso total sugere que a matéria orgânica presente no rio Madeira é, primariamente, de origem alóctone e proveniente principalmente da região Andina da bacia.

Ao longo do ciclo hidrológico a carga de sólidos em suspensão transportada pelo rio Madeira foi, em média,  $1.009.793 \pm 996.769$  ton/dia. A carga de íons foi de  $73.919 \pm 40.446$  ton/dia, sendo que os ânions contribuíram com 78% desse total e os cátions com os 22% remanescentes. As cargas de N, P e Si transportadas foram de respectivamente  $86 \pm 51$  ton/dia,  $8.590 \pm 6.284$  ton/dia e  $8.115 \pm 5.122$  ton/dia. O transporte de COD, por sua vez, foi de  $26.612 \pm 21.395$  ton/dia. Deve-se ressaltar que a água do rio Madeira alimenta os corpos de águas que drenam sua planície de inundação, particularmente no seu trecho médio-baixo, especialmente em épocas de cheia através do extravasamento do seu canal fluvial.

Diversas pesquisas têm evidenciado a importância da entrada de águas ricas em nutrientes (nitrogênio e fósforo) e sais minerais (cálcio e magnésio) para a produção primária e biomassa das comunidades vegetais (fitoplâncton, perifiton e macrófitas aquáticas) nos lagos de várzea amazônicos. A característica chave da várzea que leva a sua alta produtividade é a retenção e reciclagem eficiente dos nutrientes oriundos do influxo fluvial (ou pulso de inundação), sendo que os lagos de várzea são importantes sítios de produção (primária) de matéria orgânica para os níveis tróficos superiores.

## 2.3 - VARIÁVEIS BIÓTICAS

### 2.3.1 - Plâncton

Modificações na composição química da água decorrentes de ações antrópicas vêm sendo observadas durante décadas no Brasil e mundo. Nota-se que essas modificações afetam as comunidades planctônicas e, conseqüentemente, a produção primária e secundária do ecossistema. Diversos fatores, principalmente, a combinação da disponibilidade de nutrientes dissolvidos e luminosidade, proporcionam mudanças na estrutura do plâncton e favorecem diretamente o crescimento de espécies fitoplanctônicas (Nybakken & Bertness, 2005). As

variações quali-quantitativas na composição das espécies interferem na produção primária e influenciam as teias tróficas locais (Sassi & Kutner, 1982).

### 2.3.1.1 - Fitoplâncton

O fitoplâncton é considerado o principal grupo de produtores primários aquáticos, sendo responsável por até 90% da produção total. As macroalgas, macrófitas aquáticas e o microfítobentos, representam os outros principais grupos que contribuem, em menor escala, com a produção primária (Lourenço, 2006).

Segundo Graham & Wilcox (2000) as microalgas possuem grandes diferenças ecológicas, morfológicas, fisiológicas, bioquímicas entre si, estando distribuídas em divisões (ou grupos), sendo os principais: Ochrophyta (= Bacillariophyta); Dinophyta (= Pirrhophyta); Chloroxybacteria (= Cianobactéria); Prochlorofíceas; Glaucophyta; Euglenophyta; Cryptophyta; Prymnesiophyta (= Haptophyta); Eustigmatofíceas; Chlorophyta; Chromophyta; Chrysophyta.

Do total dos 347 taxa identificados, 24,8% (86 taxa) foram exclusivos do rio Madeira, 18,4% (64 taxa) exclusivos dos tributários e 56,8% (197 taxa) tiveram ocorrência comum. A comunidade fitoplanctônica do rio Madeira apresentou-se constituída por 283 taxa enquanto que nos tributários foi ligeiramente inferior, 261 taxa. Tanto para o rio Madeira quanto para os tributários ocorreu predomínio de Chlorophyta.

Em termos gerais, as maiores densidades foram observadas nos tributários, oscilando entre 1.719 ind/L (rio Abunã) e 23.140 ind/L (rio Mutum-Paraná). No rio Madeira variou de 2.726 ind./L (MAD 10) a 9.384 ind/L (MAD 50). Em termos gerais, a comunidade fitoplanctônica apresentou densidades máximas na enchente e mínimas na seca.

A biomassa fitoplanctônica estimada por meio das concentrações de clorofila a apresentou valores baixos no rio Madeira, oscilando entre 0,4µg/L e 4,6µg/L, com uma média de  $2,1 \pm 1,4$  µg/L. Nos tributários observa-se um aumento no teor do pigmento, sendo seus valores mínimos e máximos na ordem de 1,1µg/L e 9,0µg/L, com um valor médio de  $4,2 \pm 2,1$  µg/L. Os maiores teores do pigmento foram registrados no rio Abunã e Jaci-Paraná. De modo geral, a biomassa foi em média de 3 a 5 vezes maior na seca do que na cheia.

Na Área de Abrangência Regional, foram identificados 371 taxa, representados por 9 classes, 107 gêneros, 335 espécies, 60 variedades não típicas de suas respectivas espécies (Quadro 2-1). As clorofíceas dominaram com 68,46% do total de taxas identificados, seguidas pelas bacilariófíceas

com 13,75%, cianobactérias com 7,01%, euglenofíceas com 5,66%, crisofíceas com 2,96% e por fim, as dinofíceas com representatividades de apenas 1,89% do total de taxas identificados.

**Quadro 2-1 - Lista de espécies de fitoplâncton da Área de Abrangência Regional dos AHEs Santo Antônio e Jirau, no rio Madeira.**

DIVISÃO CHLOROPHYTA	DIVISÃO EUGLENOPHYTA
CLASSE CHLOROPHYCEAE	CLASSE EUGLENOPHYCEAE
ORDEM CHLOROCOCCALES	ORDEM EUGLENALES
<i>Ankistrodesmus gracilis</i>	<i>Astasia acus</i>
<i>Botryococcus braunii</i>	<i>Astasia klebsii</i>
<i>Coelastrum cambricum</i>	<i>Euglena acus</i>
<i>Coelastrum reticulatum</i>	<i>Euglena oxyuris</i>
<i>Coelastrum skujae</i>	<i>Euglena spirogyra</i>
<i>Eremosphaera viridis</i>	<i>Lepocinclis fusiformis</i>
<i>Golenkiniopsis solitaria</i>	<i>Lepocinclis ovum</i>
<i>Nephrocytium agardhianum</i>	<i>Lepocinclis salina</i>
<i>Pediastrum duplex</i>	<i>Lepocinclis teres</i>
<i>Pediastrum duplex</i> var. <i>subgranulatum</i>	<i>Phacus longicauda</i>
<i>Pediastrum duplex</i> var. <i>typicumx</i>	<i>Phacus longicauda</i> var. <i>maior f. insecta</i>
<i>Pediastrum simplex</i>	<i>Phacus myersi f. minor</i>
<i>Pediastrum tetra</i> var. <i>tetraodon</i>	<i>Phacus orbicularis</i>
<i>Scenedesmus acuminatusecornis</i>	<i>Phacus platalea</i>
<i>Scenedesmus ecornis</i>	<i>Strombomonas ensifera</i>
<i>Scenedesmus opoliensis</i>	<i>Strombomonas verrucosa</i>
<i>Scenedesmus perforatus</i>	<i>Trachelomonas acanthophora</i>
<i>Scenedesmus quadricauda</i>	<i>Trachelomonas armata</i> var. <i>gordeievi</i>
<i>Sphaerocystis schroeteri</i>	<i>Trachelomonas armata</i> var. <i>longispina</i>
<i>Tetraedron incus</i>	<i>Trachelomonas armata</i> var. <i>steinii</i>
ORDEM VOLVOCALES	<i>Trachelomonas armata</i> var. <i>sparcigranosa</i>
<i>Eudorina elegans</i>	<i>Trachelomonas australica</i>
<i>Eudorina unicocca</i>	<i>Trachelomonas dastuguei</i>
<i>Gonium pectorale</i>	<i>Trachelomonas hispida</i>
<i>Pandorina morum</i>	<i>Trachelomonas kelloggii</i>
<i>Platydorina caudata</i>	CLASSE EUGLENOPHYCEAE
<i>Volvox aureus</i>	ORDEM EUGLENALES
ORDEM ULOTRICHIALES	<i>Trachelomonas megalacantha</i>
<i>Rhizoclonium</i> sp	<i>Trachelomonas megalacantha</i> var. <i>crenulatocollis</i>
CLASSE OEDOGONIOPHYCEAE	<i>Trachelomonas oblonga</i> var. <i>attenuata</i>
ORDEM OEDOGONIALES	<i>Trachelomonas pulchra</i>
<i>Bulbochaete</i> sp	<i>Trachelomonas superba</i>
<i>Geminella minor</i>	<i>Trachelomonas volvocinax</i>
<i>Oedogonium</i> sp	DIVISÃO CHROMOPHYTA
CLASSE ZYGNEMAPHYCEAE	CLASSE CHRYSOPHYCEAE
ORDEM DESMIDIALES	ORDEM OCHROMONADALES
<i>Actinotaenium globosum</i>	<i>Dinobryon sertularia</i>
<i>Actinotaenium turgidum</i>	<i>Mallomonas acaroides</i>

<i>Actinotaenium wollei</i>	<i>Mallomonas tonsurata</i>
<i>Amscotia mira</i>	CLASSE BACILLARIOPHYCEAE
<i>Bambusina brebissonii</i>	ORDEM COSCINODISCALES
<i>Closterium abruptum</i>	<i>Aulacoseira granulata</i> var. <i>angustissima</i>
<i>Closterium aciculare</i> d	<i>Aulacoseira granulata</i> var. <i>granulata</i> x
<i>Closterium bacillum</i>	<i>Aulacoseira herzogii</i>
<i>Closterium cynthia</i>	<i>Aulacoseira muzanensis</i>
<i>Closterium diana</i>	<i>Cyclotella rossii</i>
CLASSE ZYGNEMAPHYCEAE	ORDEM DIATOMALES
ORDEM DESMIDIALES	<i>Fragilaria nanana</i>
<i>Closterium diana</i> var. <i>brevius</i>	<i>Fragilaria tenera</i>
<i>Closterium diana</i> var. <i>compresum</i>	<i>Synedra acus</i>
<i>Closterium ehrenbergii</i>	<i>Synedra gouldarii</i> var. <i>fluviatilis</i>
<i>Closterium ehrenbergii</i> var. <i>angustum</i>	<i>Synedra ulna</i>
<i>Closterium gracile</i> var. <i>gracile</i> x	<i>Tabellaria fenestrata</i>
<i>Closterium gracile</i> var. <i>elongatum</i>	<i>Tabellaria fenestrata</i> var. <i>asterionelloides</i>
<i>Closterium juncidum</i>	<i>Tabellaria flocculosa</i>
<i>Closterium kuetzingi</i> x	<i>Terpsinoe musica</i>
<i>Closterium lineatum</i>	ORDEM EUNOTIALES
<i>Closterium lunula</i>	<i>Actinella brasiliensis</i>
<i>Closterium lunula</i> var. <i>concaum</i>	<i>Actinella mirabilis</i>
<i>Closterium lunula</i> var. <i>intermedium</i>	<i>Eunotia asterionelloides</i>
<i>Closterium macilentum</i>	<i>Eunotia bilunaris</i>
<i>Closterium moniliferum</i>	<i>Eunotia camelus</i>
<i>Closterium moniliferum</i> var. <i>submoniliferum</i>	<i>Eunotia didyma</i> var. <i>claviculata</i>
<i>Closterium nasutum</i>	<i>Eunotia diodon</i>
<i>Closterium nematodes</i> var. <i>nematodes</i>	<i>Eunotia flexuosa</i>
<i>Closterium parvulum</i>	<i>Eunotia glacialis</i>
<i>Closterium peracerosum</i>	<i>Eunotia lineolata</i>
<i>Closterium porrectum</i>	<i>Eunotia lunaris</i>
<i>Closterium praelongum</i> var. <i>brevius</i>	<i>Eunotia monodon</i> var. <i>monodon</i> x
<i>Closterium pseudolunula</i> var. <i>concaum</i>	<i>Eunotia paralela</i>
<i>Closterium regulare</i>	<i>Eunotia praerupta</i>
<i>Closterium regulare</i> f. <i>minor</i>	<i>Eunotia triodon</i>
<i>Closterium setaceum</i> x	<i>Eunotia zygon</i>
<i>Closterium subulatum</i>	CLASSE BACILLARIOPHYCEAE
<i>Closterium venus</i> var. <i>incurvum</i>	ORDEM NAVICULALES
<i>Closterium turgidum</i>	<i>Cymbella amphycephalla</i>
<i>Cosmarium decoratum</i>	<i>Cymbella laevis</i> x
<i>Cosmarium denticulatum</i> var. <i>triangulare</i>	<i>Cymbella tumidula</i>
<i>Cosmarium obsoletum</i>	<i>Frustulia rhomboides</i>
<i>Cosmarium ornatum</i>	<i>Frustulia rhomboides</i> var. <i>saxonica</i>
<i>Cosmarium subspeciosum</i>	<i>Gomphonema augur</i>
<i>Cylindrocystis brebissonii</i>	<i>Gomphonema acuminatum</i>
<i>Desmidium aptogonum</i> var. <i>acutius</i>	<i>Gomphonema gracile</i>
<i>Desmidium baileyi</i> f. <i>tetragonum</i>	<i>Gyrosigma acuminatum</i>
<i>Desmidium cylindricum</i>	<i>Hantzschia amphioxys</i>
<i>Desmidium laticeps</i>	<i>Navicula levanderii</i>

<i>Desmidium quadratum</i>	<i>Navicula tridentula</i>
<i>Desmidium swartzii</i> var. <i>amblyodon</i>	<i>Neidium bissulcatum</i>
<i>Euastrum evolutum</i> var. <i>perarnatum</i>	<i>Neidium septentrionale</i>
<i>Euastrum gemmatum</i> var. <i>monocylum</i>	<i>Nitzschia acicularis</i>
<i>Gonatozygon aculeatum</i>	<i>Nitzschia capitellata</i>
<i>Gonatozygon kinahani</i> var. <i>interruptum</i>	<i>Nitzschia lanceolata</i>
<i>Gonatozygon monotaenium</i>	<i>Nitzschia levindensis</i> var. <i>victoriae</i>
<i>Gonatozygon pilosum</i>	<i>Nitzschia palea</i>
<i>Groenbladia neglecta</i>	<i>Nitzschia paleacea</i>
<i>Groenbladia undulata</i>	<i>Nitzschia reversa</i>
<i>Hyalotheca dissiliens</i>	<i>Nitzschia sigma</i>
<i>Hyalotheca indica</i> var. <i>javanica</i>	<i>Pinnularia braunii</i>
CLASSE ZYGNEMAPHYCEAE	<i>Pinnularia episcopalis</i>
ORDEM DESMIDIALES	<i>Pinnularia gibba</i>
<i>Hyalotheca mucosa</i>	<i>Pinnularia hemipterax</i>
<i>Micrasterias borgei</i>	<i>Pinnularia ignobilis</i>
<i>Micrasterias furcata</i> var. <i>furcata</i>	<i>Pinnularia legumen</i>
<i>Micrasterias laticeps</i> var. <i>laticeps</i>	<i>Pinnularia maior</i>
<i>Micrasterias mahabuleshwarensis</i>	<i>Pinnularia novilis</i>
<i>Micrasterias mahabuleshwarensis</i> var. <i>amazonensis</i>	<i>Pinnularia platicephala</i>
<i>Micrasterias radiata</i>	<i>Stauroneis anceps</i>
<i>Micrasterias radiosa</i>	<i>Stenopterobia intermedia</i>
<i>Micrasterias rotata</i>	<i>Surirella biseriata</i>
<i>Penium spirostriolatum</i>	<i>Surirella biseriata</i> var. <i>constrictax</i>
<i>Pleurotaenium minutum</i>	<i>Surirella capronii</i>
<i>Pleurotaenium minutum</i> var. <i>elongatum</i>	<i>Surirella guatemalensis</i>
<i>Pleurotaenium minutum</i> var. <i>gracile</i>	<i>Surirella linearis</i>
<i>Pleurotaenium cylindricum</i> var. <i>stuhlmannii</i>	<i>Surirella linearis</i> var. <i>constricta</i>
<i>Pleurotaenium coronatum</i>	<i>Surirella robusta</i>
<i>Pleurotaenium ovatum</i>	<b>DIVISÃO CYANOPHYTA</b>
<i>Pleurotaenium trabecula</i>	CLASSE CYANOPHYCEAE
<i>Pymatodocis nordstedtiana</i>	ORDEM CHROOCOCCALES
<i>Sphaerosozma laeve</i>	<i>Aphanothece clathrata</i>
<i>Sphaerosozma granulatum</i>	<i>Aphanothece saxicola</i>
<i>Sphaerosozma wallichii</i> var. <i>borgei</i>	<i>Chroococcus minutus</i>
<i>Spondylosium desmidiiforme</i>	<i>Microcystis aeruginosa</i>
<i>Spondylosium pulchrum</i>	CLASSE CYANOPHYCEAE
<i>Staurastrum asterioideum</i>	ORDEM NOSTOCALES
<i>Staurastrum brasiliense</i>	<i>Anabaena circinalisx</i>
<i>Staurastrum brebissonii</i> var. <i>brasiliense</i>	<i>Anabaena lacustris</i>
<i>Staurastrum boergesenii</i>	<i>Anabaena spiroidesx</i>
<i>Staurastrum boergesenii</i> var. <i>aculeatum</i>	<i>Anabaena</i> sp
<i>Staurastrum elegantissimum</i> var. <i>brasiliense</i>	<i>Lyngbya</i> sp
<i>Staurastrum leptacanthum</i> var. <i>borgei</i>	<i>Oscillatoria limosax</i>
<i>Staurastrum leptocladum</i> var. <i>cornutum</i>	<i>Oscillatoria sancta</i>
<i>Staurastrum leptocladum</i> var. <i>inermis</i>	<i>Oscillatoria splendida</i>
<i>Staurastrum minnesotense</i>	<i>Oscillatoria tenuis</i>
<i>Staurastrum pinnatum</i> var. <i>reductum</i>	<i>Oscillatoria terebriformis</i>

<i>Staurastrum pseudosebaldi</i>	<i>Scitonema crustaceum</i>
<i>Staurastrum quadrinotatum</i>	<i>Spirulina subsalsa</i>
<i>Staurastrum quadrinotatum</i> var. <i>octospinosum</i>	CLASSE CYANOPHYCEAE
<i>Staurastrum rotula</i>	ORDEM STIGONEMATALES
<i>Staurastrum setigerum</i> var. <i>pectinatum</i>	<i>Fischeriella</i> sp
<i>Staurastrum setigerum</i> var. <i>spinellosum</i>	<i>Hapalosiphon aureus</i>
<i>Staurastrum subophiura</i>	<b>DIVISAO PYRROPHYTA</b>
<i>Staurastrum tohopekaligense</i>	CLASSE DINOPHYCEAE
<i>Staurastrum vestitum</i> var. <i>subanatinum</i>	ORDEM PERIDINIALES
<i>Staurastrum zonatum</i>	<i>Peridinium cinctum</i>
<i>Stauroidesmus cornutus</i>	<b>DIVISAO RHODOPHYTA</b>
<i>Stauroidesmus lobatus</i>	CLASSE RHODOPHYCEAE
<i>Stauroidesmus lobatus</i> var. <i>ellipticus</i>	ORDEM NEMALIONALES
<i>Stauroidesmus subulatus</i>	<i>Batrachospermum cayennense</i>
<i>Stauroidesmus triangularis</i> var. <i>subparalellus</i>	
<i>Stauroidesmus validus</i>	
CLASSE ZYGNEMAPHYCEAE	
ORDEM DESMIDIALES	
<i>Stauroidesmus validus</i> var. <i>subvalidus</i>	
<i>Tetmemorus laevis</i>	
<i>Triploceras gracilis</i> var. <i>bidentatum</i>	
<i>Xanthidium amazonense</i>	
<i>Xanthidium canadense</i>	
<i>Xanthidium fragile</i>	
<i>Xanthidium mamillosum</i>	
<i>Xanthidium mamillosum</i> var. <i>borgei</i>	
<i>Xanthidium sexangulare</i>	
<i>Xanthidium sexangulare</i> var. <i>pseudoregulare</i>	
<i>Xanthidium trilobum</i>	
ORDEM ZYGNEMATALES	
<i>Mougeotia robusta</i>	
<i>Mougeotia sphaerocarpa</i>	
<i>Spirogyra aequinoctialis</i>	
<i>Spirogyra condensata</i>	
<i>Spirogyra daedaeloides</i>	
<i>Spirogyra rhizobrachialis</i>	
<i>Spirogyra weberi</i>	
<i>Zygnema</i> sp	

### 2.3.1.2 - Zooplâncton

O zooplâncton de rios é caracterizado por uma baixa abundância, predominância de espécies de rotíferos e poucas espécies de microcrustáceos (WHITTON, 1975). Além de ter uma correnteza forte, o rio Madeira também carrega muito sedimento em suspensão, o que diminui a penetração de luz e, por sua vez, afeta a produção primária no ambiente, prejudicando diretamente os organismos maiores como os microcrustáceos. Os tributários também têm correnteza expressiva,



mas não carregam tanto material em suspensão. Assim enquanto o perfil da assembléia também é típico de rios, pode-se detectar um discreto aumento no número de rotíferos e cladóceros. A dinâmica sazonal do rio Madeira evidencia uma tendência crescente no total de espécies, atingindo um pico na vazante, decrescendo abruptamente na fase seca. Nos tributários existe uma tendência de crescimento da enchente para a cheia e decrescente deste para a seca.

A análise quantitativa (relativa as comunidades de rotíferos, cladóceros e copépodos) indicou uma densidade que variou de 42 ind/L a 162 ind/L no rio Madeira, e entre 50 a 150 ind/L nos tributários. Aproximadamente 95% desta densidade deve-se aos rotíferos. Já a análise qualitativa indicou um total de 100 espécies destas três comunidades, das quais 70 delas representam os rotíferos, 23 de cladóceros e 7 espécies de copépodos. O rio Madeira foi constituído de por 61 espécies e os tributários por 88 espécies. Os gêneros de rotíferos com maior riqueza foram Lecane (21 espécies) e Brachionus (10 espécies); para cladóceros foram o gênero Alona (4 espécies) e copépodos os gêneros Mesocyclops e Microcyclops, com duas espécies cada. Foram registrados ainda 34 táxons de protozoários testáceos, com densidades que variaram entre 15 e 264 ind/m<sup>3</sup>. As composições de espécies encontradas nos tributários diferem daquelas registradas no rio Madeira.

**Quadro 2-2 - Lista de espécies de zooplâncton da Área de Abrangência Regional dos AHEs Santo Antônio e Jirau, no rio Madeira.**

ROTIFERA	CLADOCERA
<i>Anureopsis navicula</i> ROUSELET	<i>Alona afinis</i>
<i>Anureopsis siolii</i> KOSTE	<i>Alona dentifera</i>
<i>Brachionus falcatus</i> SACHARIAS	<i>Alona</i> sp
<i>Brachionus gessneri</i> HAUER	<i>Alona</i> sp
<i>Brachionus mirus angustus</i> KOSTE	<i>Bosmina hagmanni</i>
<i>Brachionus mirus mirus</i> DADAY	<i>Bosminopsis deitersi</i>
<i>Brachionus patulus patulus</i> O. F. M.	<i>Bosminopsis brandorffi</i>
<i>Brachionus patulus macracanthus</i> DADAY	<i>Bosminopsis</i> sp
<i>Brachionus quadridentatus</i> HERMANN	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>
<i>Brachionus quadridentatus bravispinus</i> EHRENBERG	<i>Chydorus parvireticulatus</i>
<i>Brachionus quadridentatus mirabilis</i> DADAY	<i>Dadaya macropops</i>
<i>Brachionus zahniseri</i> AHLSTROM f. <i>reductus</i>	<i>Diaphanosoma brevireme</i>
<i>Cephalodella mucronata</i> MYERS	<i>Diaphanosoma fluviatile</i>
<i>Dicronophorus</i> sp	<i>Diaphanosoma polyspina</i>
<i>Dissotrocha schliezi</i> HAUER	<i>Disparalona dadayi</i>
<i>Dissotrocha aculeata medioaculeata</i> JANSON	<i>Ephemeroporus barroisi</i>
<i>Euglypha acanthophora</i> EHRENBERG	<i>Ilyocriptus spinifer</i>
<i>Filinia longiseta</i> var. <i>passa</i> O.F.M.	<i>Ilyocriptus verrucosus</i>
<i>Filinia pejleri</i> HUTCHINSON	<i>Moina minuta</i>
<i>Hexarthra intermedia</i> f. <i>braziliensis</i> HAUER	<i>Moina reticulata</i>
<i>Keratella americana</i> CARLIN	<i>Moinodaphnia macleayi</i>
<i>Keratella cochlearis</i> GOSSE	<i>Scapholebris</i> cf. <i>armata</i>
<i>Keratella lenzi caudata</i> KOSTE	<i>Simocephalus latirostris</i>
<i>Keratella tropica tropica</i> APSTEIN	
<i>Lecane aculeata</i> JAKUBSKI	
<i>Lecane bulla</i> GOSSE	
<i>Lecane curvicornis nitida</i> MURRAY	
<i>Lecane elsa</i> HAUER	
<i>Lecane hamata</i> STOKES	
<i>Lecane hastata</i> MURRAY	
<i>Lecane levistyla</i> OLOFSON	
<i>Lecane leontina</i> TURN	
<i>Lecane methoria</i> HARRING & MYERS	
<i>Lecane monostyla</i> DADAY	
<i>Lecane monostyla braziliensis</i> KOSTE	
<i>Lecane monostyla quadridentata</i> EHRENBERG	
<i>Lecane murrayi</i> HAUER	
<i>Lecane nodosa</i> HAUER	
<i>Lecane obtusa</i> MURRAY	
<i>Lecane papuana</i> MURRAY	
<i>Lecane pertica</i> HARRING & MYERS	
<i>Lecane rugosa</i> HARRING	
<i>Lecane rhytida</i> HARRING & MYERS	
<i>Lecane saginata</i> HARRING & MYERS	
	<b>COPEPODA</b>
	<i>Mesocyclops leuckarti</i>
	<i>Mesocyclops</i> sp
	<i>Microcyclops</i> sp
	<i>Microcyclops</i> sp
	<i>Notodiaptomus coniferoides</i>
	<i>Rhacodiaptomus besti</i>
	<i>Rhacodiaptomus</i> sp
	<b>PROTOZOÁRIOS</b>
	<i>Arcella vulgaris</i>
	<i>Arcella megastoma</i>
	<i>Arcella nordestina</i>
	<i>Arcella</i> SP
	<i>Centropyxis aculeata</i>
	<i>Centropyxis discóides</i>
	<i>Centropyxis hirsuta</i>
	<i>Centropyxis spinosa</i>

<i>Lecane syngenes</i> HAUER	<i>Centropyxis</i> spp.
<i>Lepadella acuminata</i> EHRENBERG	<i>Cucurbitella</i> SP
<i>Lepadella costata</i> WULFERT	<i>Diffugia oblonga</i>
<i>Lepadella cristata</i> ROUSSELET	<i>Diffugia</i> spp.
<i>Lepadella monodactyla caudata</i> KOSTE	<i>Euglypha acanthophora</i>
<i>Lepadella quinque costata</i> LUCKS	<i>Lesquereusia spiralis</i>
<i>Monomata</i> sp	
<i>Macrochaetus altamirais f. braziliensis</i> KOSTE	
<i>Paracolurella logima</i> MYERS	
<i>Pleosoma lenticulare</i> HERRICK	
<i>Polyarthra vulgaris</i> CARLIN	
<i>Platyas quadricornis</i> EHRENBERG	
<i>Platyas quadricornis brevispinus</i> DADAY	
<i>Scaridium longicaudum</i> O. F. M.	
<i>Tetramastix opoliensis brevispina</i> AHLSTROM	
<i>Testudinella mucronata haveriensis</i> GILLARD	
<i>Testudinella olhei</i> KOSTE	
<i>Testudinella patina patina</i> HERMAN	
<i>Testudinella patina trilobata</i> ANDERSON & SAEPE	
<i>Trichocerca chattoni</i> DE BEAUCHAMP	
<i>Trichocerca bicristata var. mucosa</i> STOKES	
<i>Trichocerca insignis</i> HERRICK	
<i>Trichocerca mucosa</i> STOKES	
<i>Trichocerca similis grandis</i> HAUER	
<i>Trichotria tetractis</i> EHRENBERG	
<i>Wierzejskiella velex</i> WISZN.	

### 2.3.2 - Macrofauna Bentônica

O estudo das comunidades de macroinvertebrados bentônicos nos ecossistemas aquáticos amazônicos é de fundamental importância para o conhecimento de seus sistemas hídricos, principalmente no que se refere à manutenção das cadeias tróficas através da produção secundária, na ciclagem de nutrientes, através de processos de decomposição de matéria orgânica e bioturbação, e como indicadores da qualidade das águas (WALKER, 1995).

As atividades das espécies bentônicas promovem a aeração e remobilização dos fundos intensificando os processos de ciclagem de nutrientes e, conseqüentemente, dos processos de produção primária e secundária, tendo caráter fundamental na dinâmica biológica desses ecossistemas. Além disso, são os principais itens alimentares de peixes demersais, sendo um importante elo de sustentação na cadeia trófica desses ambientes.

Na Área de Influência Direta dos AHEs Santo Antônio e Jirau foram coletados um total de 765 organismos representados por 24 grupos taxonômicos distintos (**Quadro 2-3**). O menor valor de densidade observado foi no rio Abunã (139,8 ind/m<sup>2</sup>), e o maior no rio Cotia (2889,2 ind/m<sup>2</sup>). A riqueza de espécies variou de 3 táxons no rio Abunã e Madeira e 13 táxons no rio Jaciparaná. Todas as amostras foram dominadas por Olygochaeta e Chironomidae.

**Quadro 2-3 - Lista dos Taxa da Macrofauna Bentônica da Área de Influência Direta dos AHEs Santo Antônio e Jirau, no Rio Madeira e Tributários.**

Phylum	Classe	Ordem	Família	Gênero	
Arthropoda	Copepoda	Calanoida			
		Ciclopoida			
	Insecta	Diptera		Chironomidae	
				Ceratopogonidae	
				Chaoboridae	
				Tipulidae	
		Ephemeroptera		Polymitarcyidae	Campsurus
				Caenidae	
				Leptophlebiidae	
		Trichoptera		Polycentropodidae	
				Leptoceridae	
				Helicopsychidae	
	Hemiptera		Naucoridae		
	Odonata		Libellulidae		
		Coenagrionidae			
Coleoptera		Elmidae			
		Dytiscidae			
Molusca	Bivalvia	Hyriidae			
	Gastropoda	Ancylidae			
Annelida	Olygochaeta				
	Hirudinea				
Platyhelminthes	Turbellaria	Tricladida	Planariidae		
Nematoda					

### 2.3.3 - Macrófitas Aquáticas

Macrófitas aquáticas são componentes importantes de ecossistemas aquáticos por contribuírem significativamente para a produtividade primária e, portanto, para os ciclos de nutrientes e a distribuição de oxigênio dissolvido em corpos d'água. Além disso, formam estandes que funcionam como habitats para o perifíton e para animais vertebrados e invertebrados. Inúmeras espécies de peixes, anfíbios e aves usam estandes de macrófitas como local de abrigo,

alimentação, reprodução, e berçário (POMPEO 1999, SCHIESARI et al. 2003). As macrófitas afetam fisicamente o meio, reduzindo o fluxo d'água, interceptando a penetração de luz, alterando a taxa de sedimentação, e protegendo as margens de processos erosivos.

Estão submetidas aos efeitos sazonais da enchente e da vazante (correnteza, turbulência, vazão, carga sedimentar, penetração de luz etc.). Na enchente, ambas as margens apresentaram uma relativa densidade, oposto ao que ocorre no período da seca. A maioria dessas espécies foi observada nas suas características morfológicas e fenológicas: floração e frutificação, e todas ou a maioria delas apresentaram, nas estruturas foliares e radiculares, a ação de predadores, tanto da entomofauna como da ictiofauna, porém ainda sem ação antrópica ocasionada por efluentes orgânicos e inorgânicos ou por movimentação e transporte, águas abaixo, da carga sedimentar por assoreamento na hidrovia.

Na Área de Abrangência Regional a ocorrência de macrófitas aquáticas nas estações fluviais e lacustres na área de influência do rio Madeira desde a montante da cachoeira de Santo Antônio até a sua foz, no rio Amazonas, foi representada por 12 famílias, 18 gêneros e 17 espécies. Dentre elas, destaca-se a presença de *Azolla caroliniana*, *Salvinia auriculata*, *Lemna sp*, *Pistia stratioides*, *Eichhornia crassipes*, *Eichhornia sp*, *Scirpus cubensis*, *Polygonum sp*, *Echinochloa polystachya*, *Paspalum repens* e *Paspalum fasciculatum*.

O **Quadro 2-4** apresenta as espécies de macrófitas aquáticas de ocorrência na bacia do rio Madeira, na região compreendida entre a cachoeira de Santo Antônio e sua foz no rio Amazonas.

**Quadro 2-4 - Lista das Espécies de Macrófitas Aquáticas, no Trecho entre Cachoeira de Santo Antônio e a Foz do Rio Madeira.**

Famílias	Espécies
Salviniaceae	<i>Azolla caroliniana</i>
	<i>Salvinia auriculata</i>
Ricciaceae	<i>Ricciocarpus natans</i>
Lemnaceae	<i>Spirodella polyrrhiza</i>
	<i>Lemna sp</i>
Lentibularaceae	<i>Utricularia foliosa</i>
Nymphaceae	<i>Nymphaea sp</i>
Araceae	<i>Pistia stratioides</i>
	<i>Montrichardia arborecens</i>
Onagraceae	<i>Ludwigia natans</i>
	<i>Ludwigia sp</i>
Pontederaceae	<i>Eichhornia crassipes</i>
	<i>Eichhornia sp</i>
	<i>Pontederia rotundifolia</i>

Famílias	Espécies
Podostemonaceae	<i>Mourera fluviatilis</i>
	<i>Mourera sp</i>
Cyperaceae	<i>Scirpus cubensis</i>
Polygonaceae	<i>Polygonum sp</i>
Poaceae	<i>Echinochloa polystachya</i>
	<i>Paspalum repens</i>
	<i>Paspalum fasciculatum</i>
	<i>Oriza perennis</i>

Na Área de Influência Direta dos AHEs Santo Antônio e Jirau, a comunidade de macrófitas aquáticas encontradas no rio Madeira esteve representada por 9 famílias e 15 taxa, enquanto no rio Jaci-Paraná foi registrada a ocorrência de 08 famílias e 13 taxa (Quadro 2-5); não foi detectada a presença de macrófitas aquáticas nos rios Abunã e Mutum-Paraná. As famílias Poaceae (*Echinochloa polystachya*, *Paspalum fasciculatum*) Araceae (*Pistia stratiotes*) Pontederaceae (*Eichhornia crassipes*) foram as mais representativas nos dois ambientes amostrados. Dentre o total de 15 taxa identificados, 4 taxa representam plantas inferiores e as outras plantas superiores.

Quadro 2-5 - Lista de Espécies de Macrófitas Aquáticas da Área de Influência Direta dos AHEs Santo Antônio e Jirau, no Rio Madeira e Tributários.

Família	Espécies do rio Madeira	Espécies dos tributários
Araceae	<i>Montrichardia arborescens</i> L.	<i>Montrichardia arborescens</i> L.
	<i>Pistia stratiotes</i> L.	<i>Pistia stratiotes</i> L.
Pontederaceae	<i>Eichhornia crassipes</i> (MART.) SOLMS	<i>Eichhornia crassipes</i> (MART.) SOLMS
	<i>Pontederia rotundifolia</i> L.	<i>Pontederia rotundifolia</i> L.
Poaceae	<i>Echinochloa polystachya</i> (H.B.K.) HITCHCOCK	<i>Echinochloa polystachya</i> (H.B.K.) HITCHCOCK
	<i>Paspalum repens</i> BERG	<i>Paspalum repens</i> BERG
	<i>Paspalum fasciculatum</i> BERG	<i>Paspalum fasciculatum</i> BERG
	<i>Oriza perennis</i>	
Polygonaceae	<i>Polygonum sp.</i>	<i>Polygonum sp.</i>
Salviniaceae	<i>Azolla caroliniana</i> WILD.	<i>Azolla caroliniana</i> WILD.
	<i>Salvinia auriculata</i> AUBL.	<i>Salvinia auriculata</i> AUBL.
Ricciaceae	<i>Ricciocarpus natans</i> CORDA	<i>Ricciocarpus natans</i> CORDA
Lemnaceae	<i>Wolffiella brasiliensis</i>	<i>Wolffiella brasiliensis</i>
Cyperaceae	<i>Scirpus cubensis</i>	<i>Scirpus cubensis</i>
Parkeriaceae	<i>Ceratopteris pteridoides</i> BRONGN.	

### 3 - OBJETIVOS

Os Programas de Monitoramento Limnológico e de Macrófitas Aquáticas têm como objetivo geral mensurar a condição pré-enchimento e prognosticar as modificações na dinâmica limnológica, incluindo a comunidade de macrófitas, advindas das transformações do ambiente, decorrentes da implantação do empreendimento, e subsidiar a adoção de medidas de controle, caso sejam identificados problemas de qualidade de água ou proliferação excessiva de macrófitas.

Os objetivos específicos desta etapa são:

- Identificar as alterações limnológicas e caracterizar a comunidade de macrófitas aquáticas no rio Madeira, seus principais tributários e lagos a jusante, na área de influência do empreendimento, durante 4 anos da fase de implantação do reservatório (gradiente temporal);
- Identificar as alterações limnológicas e caracterizar a comunidade de macrófitas aquáticas no rio Madeira, seus principais tributários e lagos a jusante, entre os trechos de montante e jusante do AHE Santo Antônio (gradiente espacial);
- Avaliar a ocorrência de gradientes espaciais e temporais das variáveis limnológicas e identificar as alterações espaciais e temporais da comunidade de macrófitas aquáticas, ao longo do rio Madeira, seus principais tributários e lagos a jusante, na área de influência do empreendimento, durante 4 anos da fases de implantação do reservatório;
- Determinar a relação das variáveis limnológicas e da dinâmica da comunidade de macrófitas com os ciclos sazonais e pulsos de inundação dos corpos d'água, na área de influência do empreendimento, durante 4 anos da fases de implantação do reservatório;
- Determinar a relação da comunidade de macrófitas aquáticas com as variáveis limnológicas, na área de influência do empreendimento, durante 4 anos da fase de implantação do reservatório.
- Determinar o perfil vertical de variáveis limnológicas, na área de influência do empreendimento, durante 4 anos da fases de implantação do reservatório;
- Avaliar o ciclo nictemeral de variáveis limnológicas e das comunidades fitoplanctônica e zooplanctônica, no período seca e cheia, durante 1 ano da fase de implantação do reservatório;

- Avaliar em tempo real as alterações da qualidade da água, a montante e a jusante do local estabelecido para a construção do eixo da barragem;
- Averiguar a compatibilidade da condição de qualidade da água a para os usos previstos no enquadramento do corpo hídrico, na área de influência do empreendimento, durante 4 anos da fases de implantação do reservatório;
- Classificar a qualidade da água e o grau de trofia, na área de influência do empreendimento, durante 4 anos da fases de implantação do reservatório;
- Fornecer informações precisas para subsidiar a gestão da qualidade da água do reservatório e adoção de medidas mitigadoras quando necessário;
- Gerar informações precisas sobre as regiões com maior probabilidade de ocorrência de proliferação de macrófitas, na área de influência do empreendimento, durante 4 anos da fase de implantação do reservatório;
- Prognosticar as possíveis alterações da qualidade da água, decorrentes das transformações ambientais, durante as diferentes fases do empreendimento;
- Propor ações de controle do crescimento excessivo das espécies de macrófitas aquáticas indesejáveis na área de influência do empreendimento;
- Promover interface com os Programas de Monitoramento Hidrobiogeoquímico, Monitoramento e Controle de Macrófitas Aquáticas, Monitoramento e Conservação da Ictiofauna, Saúde Pública, Comunicação Social e Educação Ambiental.



## 4 - METAS

Para atingir os objetivos serão seguidas as seguintes metas:

- Realizar análises de 14 (catorze) variáveis físicas, 3 (três) físico-químicas, 48 (quarenta e oito) químicas, 9 (nove) biológicas, 21 (vinte e uma) da comunidade de macrófitas e 27 (vinte e sete) de sedimento, em 8 (oito) estações amostrais no rio Madeira, 9 (nove) em afluentes, 2 (duas) em lagos a jusante, 2 (duas) no canal do lago Cuniã, e 2 (duas) no lago Cuniã, em todas as campanhas de campo executadas, exceto na primeira campanha quando não serão realizadas análises dos organismos aquáticos, durante 4 (quatro) anos da fase de implantação do empreendimento;
- Realizar levantamento da cobertura, composição e estrutura da comunidade de macrófitas aquáticas no rio Madeira e afluentes, nos trechos restritos a área de influência do empreendimento, em todas as campanhas de campo executadas durante 4 (quatro) anos da fase de implantação do reservatório;
- Realizar campanhas de campo trimestrais, durante 4 (quatro) anos da fase de implantação do empreendimento, totalizando 16 campanhas, contemplando os períodos de enchente, cheia, vazante e seca;
- Realizar análises de composição, biomassa, dominância e riqueza das espécies de macrófitas aquáticas, na área de influência do empreendimento, durante 4 (quatro) anos da fase de implantação do reservatório, para caracterização das variações temporais e especiais;
- Realizar análises numéricas e qualitativas dos resultados limnológicos obtidos para caracterização das variações temporais e especiais;
- Relacionar resultados limnológicos obtidos às alterações sazonais características dos períodos de enchente, cheia, vazante e seca, na área de influência do empreendimento, durante 4 (quatro) anos da fase de implantação do reservatório;
- Relacionar a composição, biomassa, dominância e riqueza das espécies de macrófitas aquáticas às alterações sazonais características dos períodos de enchente, cheia, vazante e seca, na área de influência do empreendimento, durante 4 (quatro) anos da fase de implantação do reservatório;

- Relacionar a composição, biomassa, dominância e riqueza das espécies de macrófitas aquáticas às alterações limnológicas características dos períodos de enchente, cheia, vazante e seca, na área de influência do empreendimento, durante quatro (04) anos da fase de implantação do reservatório;
- Mensurar a temperatura da água, potencial hidrogeniônico (pH), condutividade elétrica, concentração e porcentagem de saturação de oxigênio dissolvido na coluna d'água, no eixo vertical, a cada metro de profundidade, durante as campanhas de campo, em todas as estações de amostragem;
- Realizar análises temperatura da água, potencial hidrogeniônico (pH), condutividade elétrica, concentração e porcentagem de saturação de oxigênio dissolvido, nutrientes nitrogenados e fosfatados e organismos planctônicos, a cada intervalo de 4 horas, ao longo de 24 horas, em um período de seca e um período de cheia, na estação de amostragem próxima ao eixo da barragem;
- Realizar análises temperatura da água, potencial hidrogeniônico (pH), condutividade elétrica, concentração e porcentagem de saturação de oxigênio dissolvido, a cada intervalo de 4 horas, ao longo de 24 horas, em um período de seca e um período de cheia em duas (02) estações de amostragem em lagos a jusante e uma (01) no lago Cuniã;
- Realizar monitoramento em tempo real da temperatura da água, condutividade elétrica, oxigênio dissolvido, potencial hidrogeniônico (pH), ORP (redox) e turbidez em local próximo ao estabelecido para a construção do eixo da barragem;
- Comparar os resultados limnológicos obtidos aos padrões de qualidade de água estabelecidos pela Resolução CONAMA nº 357/2005 para águas de classe 2;

Calcular o IQA (índice de qualidade da água) e o IET (índice do estado trófico) a partir dos resultados obtidos, em todas as campanhas de campo;

- Criar e alimentar um banco de dados georreferenciado para sistematizar as informações limnológicas decorrentes das campanhas de campo e mapeamento dos “hotspots” de ocorrência de macrófitas aquáticas, na área de influência do empreendimento;
- Elaborar modelo matemático para Prognóstico da Qualidade da Água para o corpo central, tributários e jusante do reservatório, com projeção para oito anos após início o enchimento;

- Elaborar e indicar a necessidade de ações de controle de macrófitas aquáticas, quando forem identificados problemas de proliferação excessiva na área de influência do empreendimento;
- Fornecer informações sobre aspectos limnológicos e comunidade de macrófitas aquáticas para os Programas de Monitoramento Hidrobiogeoquímico, Monitoramento e Conservação da Ictiofauna, Saúde Pública, Comunicação Social e Educação Ambiental.

## 5 - METODOLOGIA

### 5.1 - FREQUÊNCIA E MALHA AMOSTRAL

Esta etapa do Programa de Monitoramento Limnológico será desenvolvida em 4 anos. As coletas serão realizadas quatro vezes ao ano de modo a caracterizar o ciclo hidrológico completo do sistema. As amostragens deverão ser realizadas nos meses de março, junho, setembro e dezembro, caracterizando cheia, vazante, seca e enchente, respectivamente.

Para execução do monitoramento limnológico foram estabelecidas 23 estações de coleta, sendo 8 estações distribuídas ao longo do rio Madeira, 9 nos tributários, 2 em lagos a jusante, 2 no canal do lago Cuniã e 2 no lago Cuniã, conforme descrição a seguir, ordenadas de montante a jusante (Quadro 5-1 e Anexo 1):

- **Estação Montante 05 (MON.05)** - localizada no rio Madeira, a jusante da cachoeira Jirau, sendo este o ponto mais a montante na área de influência do futuro reservatório do AHE de Santo Antônio. A qualidade hídrica desse ponto será considerada a matriz limnológica para a avaliação das modificações hidroquímicas advindas da construção da hidrelétrica de Santo Antônio.
- **Estação rio Caripuna (CAR)** - localizada no rio Caripuna, cerca de 1 km a montante da desembocadura desse rio na margem esquerda do rio Madeira. A foz desse rio está a cerca de 27 km a jusante da cachoeira Jirau.
- **Estação Montante 04 (MON.04)** - localizada no rio Madeira, cerca de 10 km a montante da foz do rio Jaciparaná. Os dados obtidos nesse ponto comporão parte da informação para a avaliação da influência do rio Jaciparaná sobre as águas do Madeira e do futuro reservatório da hidrelétrica de Santo Antônio.

- **Estação Jaciparaná I (JAC.01)** - localizada rio Jaciparaná, cerca de 4 km acima de sua desembocadura na margem direita do rio Madeira. A foz desse afluyente está cerca de 81 km a montante da cachoeira de Santo Antônio.
- **Estação Jaciparaná II (JAC.02)** - localizada rio Jaciparaná, cerca de 15 km à montante de sua foz. A avaliação limnológica desse ponto pretende investigar a influência do represamento das águas desse rio em consequência da barragem na cachoeira de Santo Antônio.
- **Estação Rio Caracol (CRC)** - localizada no rio Caracol, cerca de 1 km à montante de sua foz. A sua desembocadura, na margem direita do rio Madeira, está a cerca de 2 km a jusante de confluência do rio Jaciparaná.
- **Estação Mucuí (MUC)** - localizada no rio Mucuí, cerca de 1 km à montante de sua foz. A sua desembocadura, na margem esquerda do rio Madeira, está a cerca de 47 km à jusante da cachoeira Jirau.
- **Estação Montante 03 (MON.03)** - localizada no rio Madeira, cerca de 24 km a jusante da desembocadura do rio Jaciparaná e 30 km a montante da estação montante 02. Pretende-se nesse ponto detectar as possíveis interferências na qualidade da água do rio Madeira pelas águas do rio Jaciparaná e Caracol, afluentes sob forte influência da colonização agropecuária na região.
- **Estação Montante 02 (MON.02)** - localizada no rio Madeira, cerca de 10 km a montante da cachoeira de Teotônio e 27 km da cachoeira de Santo Antônio.
- **Estação Jatuarana I 01 (JAT I.01)** - localizada próxima à foz deste rio, dentro do mesmo, na margem esquerda do rio Madeira. A avaliação limnológica deste ponto pretende investigar a influência do represamento das águas deste rio em consequência da barragem na cachoeira de Santo Antônio.
- **Estação Jatuarana I 02 (JAT I.02)** - localizada cerca de 1,5 km a montante da desembocadura desse rio na margem esquerda do rio Madeira. A foz desse igarapé está a cerca de 15 km a montante da cachoeira de Santo Antônio.
- **Estação Montante 01 (MON.01)** - localizada no rio Madeira, cerca de 8,5 km a montante da cachoeira de Santo Antônio. Nesse ponto pretende-se avaliar toda a contribuição hidroquímica a montante dessa cachoeira e do futuro reservatório do AHE de Santo Antônio.

É um ponto onde certamente todo o volume de água do rio Madeira encontra-se sob forte mistura, em consequência não apenas do grande desnível do leito do rio até este local, mas também pela vigorosa influência da cachoeira de Teotônio, a maior em todo o percurso do rio madeira.

- **Estação Jusante 01 (JUS.01)** - localizada no rio Madeira, cerca de 3 km a jusante da Cachoeira de Santo Antônio. Nesse ponto será realizada a avaliação limnológica de toda a água vertida do reservatório da hidrelétrica. É também um ponto de forte mistura da coluna de água, totalizando da estação MON.05 até aqui, cerca de 18 m de desnível.
- **Estação Jatuarana II (JAT II)** - localizada cerca de 500 m a montante da desembocadura desse igarapé na margem esquerda do rio Madeira. A foz desse igarapé está a cerca de 5,5 km a montante da Estação Jusante 02 (JUS.02).
- **Estação Jusante 02 (JUS.02)** - localizada no rio Madeira, cerca de 25 km a jusante da cachoeira de Santo Antônio. É o início do baixo rio Madeira trecho característico de um rio de planície.
- **Estação Belmont (BEL)** - localizada no igarapé Belmont, cerca de 200 m a montante de sua foz. A foz desse igarapé está a cerca de 27 km a jusante da cachoeira de Santo Antônio e 2 km abaixo da Estação Jusante 02 na margem direita do rio Madeira.
- **Estação Jamarí (JAM)** - localizada no rio Jamarí, cerca de 10 km a montante de sua desembocadura no rio Madeira. O Jamarí desemboca na margem direita do rio Madeira, cerca de 93 km a jusante da cachoeira de Santo Antônio.
- **Estação Lago de Jusante 01 (LJ.01)** - Lago localizado na margem esquerda, a cerca de 33 km a jusante da cachoeira de Santo Antônio, a cerca de 10 km do da estação JUS.02.
- **Estação Lago de Jusante 01 (LJ.01)** - Lago localizado na margem esquerda, a cerca de 70 km a jusante da cachoeira de Santo Antônio, a cerca de 47 km do da estação JUS.02.
- **Estação Jusante 03 (JUS.03)** - localizada no rio Madeira, cerca de 20 km a jusante da foz do rio Jamarí e 113 km a jusante da cachoeira de Santo Antônio.
- **Estação Canal Cuniã (CC.01)** - localizada no canal do lago Cuniã cerca de 10 km a montante da foz do canal do lago. A foz do canal, margem esquerda do rio Madeira, está cerca de

36 km a jusante da foz do rio Jamarí, 16 km abaixo da estação JUS.03 e cerca de 130 km a jusante da cachoeira de Santo Antônio.

- **Estação Canal Cuniã (CC.02)** - localizada no canal do lago cerca de 42 km a montante da foz do canal do lago. Esse ponto corresponde ao início do canal que dá acesso do lago ao rio Madeira.
- **Estação Lago Cuniã (LC.01)** - localizada no principal lago-abastecedor do Cuniã, cerca de 2,5 km a montante de CC.02.
- **Estação Lago Cuniã (LC.02)** - localizada na área central do lago Cuniã, cerca de 6,5 km a montante da estação CC.02.

Quadro 5-1 - Estações de monitoramento limnológico e coordenadas geográficas.

Estações	Descrição	Coordenadas Geográficas	
		Datum SAD 69	
MON.05	Rio Madeira, cerca de 20 km à jusante da cachoeira Jirau	9° 12'39.10"	64° 37'15.97"
CAR	Rio Caripuna, cerca de 1 km à montante de sua foz	9° 11'41.43"	64° 37'25.30"
MON.04	Rio Madeira, cerca de 10 km à montante da foz do rio Jaciparaná	9° 10'25.40"	64° 28'39.60"
JAC.01	Rio Jaciparaná, cerca de 4 km à montante de sua foz	9° 13'37.44"	64° 23'05.87"
JAC.02	Rio Jaciparaná, cerca de 15 km à montante de sua foz	9° 17'20.10"	64° 23'53.20"
CRC	Rio Caracol, cerca de 1 km à montante de sua foz	9° 11'48.85"	64° 22'29.26"
MUC.01	Rio Mucuim, margem esquerda do rio Madeira	9° 04'35.94"	64° 19'07.92"
MON.03	Rio Madeira, cerca de 24 km à jusante da desembocadura do rio Jaciparaná	9° 01'39.20"	64° 16'44.10"
MON.02	Rio Madeira, cerca de 10 km à montante da Cachoeira de Teotônio	8° 55'36.10"	64° 04'56.90"
JAT.I	Igarapé Jatuarana I, cerca de 1 km à montante de sua foz	8° 49'46.60"	64° 02'58.01"
MON.01	Rio Madeira, cerca de 8,5 km à montante da Cachoeira de Santo Antônio	8° 50'31.50"	63° 59'42.30"
JUS.01	Rio Madeira, cerca de 3 km à jusante da Cachoeira de Santo Antônio	8° 47'17.50"	63° 55'53.70"
JAT.II	Igarapé Jatuarana II, cerca de 500 m à montante de sua foz	8° 38'48.17"	63° 55'08.44"
BEL	Igarapé Belmont, cerca de 200 m à montante de sua foz	8° 38'34,95"	63° 51'00,98"
JUS.02	Rio Madeira, cerca de 25 km à jusante da Cachoeira de Santo Antônio	8° 38'13,30"	63° 52'02,10"
JAM	Rio Jamarí, cerca de 10 km à montante de sua desembocadura no rio Madeira	8° 29'25,49"	63° 29'58,48"
LJ.01	Lago de jusante, cerca de 33 km à jusante da Cachoeira de Santo Antônio	8° 35'56,90"	63° 48'21,52"
LJ.02	Lago de jusante, cerca de 70 km à jusante da Cachoeira de Santo Antônio	8° 33'23,02"	63° 34'04,92"
JUS.03	Rio Madeira, cerca de 20 km à jusante da desembocadura do rio Jamarí	8° 18'33.22"	63° 23'32.77"
CC.01	Canal Cunbiã, cerca de 10 km à montante da foz do canal do lago	8° 11'31.88"	63° 23'40.96"
CC.02	Canal Cuniã, cerca de 42 km à montante da foz do canal do lago	8° 18'40.99"	63° 29'11.93"
LC.01	Lago Cuniã, cerca de 2,5 km à montante de CC.02	8° 19'24.41"	63° 30'11.87"
LC.02	Lago Cuniã, cerca de 6,5 km à montante de CC.02	8° 18'13.52"	63° 27'00.59"

## 5.2 - VARIÁVEIS LIMNOLÓGICAS

Para caracterização da qualidade da água foram selecionadas as variáveis físicas, físico-químicas, químicas e biológicas. Estas variáveis foram agrupadas em categorias de natureza Físicas (A, B, C), Físico-Química, Química (1 A-D, 2, 3, 4, 5, 6), Biológica, Sedimentos Superficiais e Macrófitas Aquáticas **Quadro 5-2**.

**Quadro 5-2 - Variáveis limnológicas a serem monitoradas, agrupadas por categorias.**

<b>F í s i c a s -A (7)</b>
Temperatura do ar
Profundidade
Transparência
Coefficiente atenuação vertical
Zona eufótica
Cor
Velocidade de corrente
<b>F í s i c a s -B (1)</b>
Temperatura da água
<b>F í s i c a s -C (6)</b>
Turbidez
Sólidos em suspensão
Sólidos totais dissolvidos
Sólidos totais
Sólidos fixos
Sólidos voláteis
<b>F í s i c o -q u í m i c a s (3)</b>
Condutividade elétrica
Potencial hidrogeniônico (pH)
Concentração molar [H <sup>+</sup> ]
<b>Q u í m i c a s</b>
<b>Oxigênio, demandas e relações de consumo</b>
<b>Q u í m i c a s I -A (2)</b>
Oxigênio -percentagem de saturação
Oxigênio -concentração
<b>Q u í m i c a s I -B (4)</b>
O <sub>2</sub> inicial (Winkler DBO)%
O <sub>2</sub> inicial (Winkler DBO) mg/ L
O <sub>2</sub> 5 dias
Demanda bioquímica de oxigênio -DBO <sub>5</sub>
<b>Q u í m i c a s I -C (2)</b>
Demanda química de oxigênio -DQO
Carbono bioquimicamente oxidado (C.DBO)

**Q u í m i c a s I -D (8)**

DBO.100/O<sub>2</sub> -consumo de O<sub>2</sub> pela DBO<sub>5</sub>  
O<sub>2</sub>.100/DQO -o O<sub>2</sub> presente é x% da DQO  
DBO.100/DQO -a DBO<sub>5</sub> é x% da DQO  
O<sub>2</sub>.100/(DBO+DQO) -o O<sub>2</sub> é x% das demandas  
Carbono inorgânico  
Carbono orgânico total (quimicamente oxidado)  
Carbono total  
Carbono orgânico refratário

**Q u í m i c a s II (6)**

**Sistema tampão**  
Gás carbônico livre  
Gás carbônico total  
Alcalinidade  
Alcalinidade de bicarbonatos  
Dureza  
Dureza devido ao cálcio e magnésio

**Q u í m i c a s III (7)**

**Íons principais**  
Na<sup>+</sup>, K<sup>+</sup>, Ca<sup>2+</sup>, Mg<sup>2+</sup>  
Cl<sup>-</sup>, SO<sub>4</sub><sup>=</sup>, HCO<sub>3</sub><sup>-</sup>

**Q u í m i c a s IV (16)**

**Nutrientes inorgânicos e suas frações**  
Nitrogênio amoniacal  
Nitrito  
Nitrato  
Nitrogênio inorgânico dissolvido  
Nitrogênio total dissolvido  
Nitrogênio total  
Nitrogênio orgânico dissolvido  
Nitrogênio orgânico total  
Nitrogênio particulado  
Ortofosfato  
Fósforo total dissolvido  
Fósforo total  
Fósforo orgânico dissolvido  
Fósforo orgânico total  
Fósforo particulado  
Silicatos reativos

**Q u í m i c a s V (3)**

Ferro dissolvido  
Ferro total  
Óleos e graxas

**Q u í m i c a s VI (13)**

**Elementos-traço e biocidas**  
Al, Ba, Cd, Co, Cr, Cu, Hg, Mn, Ni, Pb, Si, Sn, Zn  
Biocidas



**Biológicas (9)**

Clorofila a (Chla)  
Pigmentos totais (Pig tots)  
Fitoplâncton (F)  
Zooplâncton (Z)  
Coliformes termotolerantes  
*Escherichia coli*  
Fracionamento isotópico 13C e 15N  
Cianotoxinas

**Sedimentos Superficiais (27)**

Macrofauna bentônica  
Granulometria (areia grossa, areia fina, silte, argila)  
Cinzas  
Matéria orgânica  
Carbono orgânico  
Nitrogênio  
Fósforo  
Sódio  
Potássio  
Cálcio  
Magnésio  
Al, Ba, Cd, Co, Cr, Cu, Hg, Mn, Ni, Pb, Si, Sn, Zn  
Biocidas

**Macrófitas Aquáticas (21)**

Identificação  
Cinzas  
Matéria orgânica  
Carbono orgânico  
Sódio  
Potássio  
Cálcio  
Magnésio  
Al, Ba, Cd, Co, Cr, Cu, Hg, Mn, Ni, Pb, Si, Sn, Zn

As variáveis do grupo Físicas-A (temperatura do ar, profundidade, transparência, coeficiente de atenuação vertical, zona eufótica e cor) serão medidas uma vez em cada uma das estações de coleta. As variáveis limnológicas agrupadas em Físicas-B, Físico-Químicas e Químicas I-A (temperatura da água, condutividade elétrica, potencial hidrogeniônico, concentração molar, concentração e saturação de oxigênio dissolvido), serão mensuradas 5 profundidades nos tributários e 15 nas estações do rio Madeira, quando possível. Para efeito de cálculo do número de medições necessárias para determinar o perfil vertical da coluna d'água, foi considerada uma profundidade média de 15\_m para as estações do rio Madeira, 8\_m para as estações nos afluentes e no lago Cuniã, e 5\_m para as estações no canal do lago Cuniã e lagos de jusante.

Todas as outras variáveis dos grupos Química IB a Química\_V e as Físicas-C (turbidez, sólidos em suspensão, sólidos totais dissolvidos, sólidos totais, sólidos fixos e sólidos voláteis), serão analisadas na sub-superfície e na profundidade máxima das estações no centro da calha do rio Madeira e somente na sub-superfície das estações nos afluentes e no canal do lago Cuniã. As variáveis biológicas serão analisadas na sub-superfície.

No lago Cuniã, todas as variáveis dos grupos Química I-B a D serão analisadas na sub-superfície e dos grupos Química II, III, V e Físicas-C as serão analisadas na sub-superfície e na profundidade máxima das estações do lago Cuniã, e as variáveis do grupo Química IV e Biológicas serão analisadas em 5 profundidades, quando possível.

Para o estudo do ciclo nictemeral será realizado monitoramento de variáveis limnológicas, nas estações denominadas MON.01, LJ.01, LJ.02 e LC.01, em um período de seca e um período de cheia, a cada intervalo de 4 horas, ao longo de 24 horas. Na estação MON.01 serão realizadas análises dos grupos de variáveis Físicas A, Físicas B, Físicas C, Físico-Químicas, Química 1A, Química IV e Biológicas (clorofila-a, pigmentos totais, fitoplâncton e zooplâncton), em uma profundidade. Nas estações LJ.01, LJ.02 e LC.01 serão realizadas análises dos grupos de variáveis Físicas A, Físicas B, Físico-Químicas e Química 1A, em uma profundidade.

As definições das estações e profundidades de coletas para as análises do grupo Química VI estão apresentadas nos itens 5.3.1.1 e 5.3.1.2.

As estações de coleta definidas para as análises de biocidas, sedimentos, macrofauna bentônica, isótopos e velocidade de corrente são coincidentes: Caripuna (CAR), Jaciparanã 01 (JAC.01), Caracol (CRC), Mucumim 01 (MUC.01), Montante 03 (MON.03), Jatuarana I (JAT I 01), Montante 01 (MON.01), Jusante 01 (JUS.01) e Jusante 02 (JUS.02). Na região a montante do eixo da barragem, as estações selecionadas para realização destas análises são representativas das áreas mais favoráveis a ocorrência de organismos bentônicos, por se tratar da confluência dos tributários com o leito principal.

### 5.3 - COLETA, CONSERVAÇÃO E ANÁLISE DAS AMOSTRAS

O grupo das variáveis Física A serão determinados em campo, com auxílio de equipamentos portáteis. Os grupos de variáveis Físicas B, Físico-Químicas e Química 1A serão determinados em campo, com o auxílio de uma sonda multiparâmetros. Para determinação dos demais grupos de variáveis, as amostras de água serão coletadas para análise posterior. Para coleta de amostras em diferentes profundidades será utilizada garrafa de Van Dorn. As amostras serão transportadas

em frascos de polietileno ou vidro e devidamente preservadas até o momento da análise **Quadro 5-3**.

**Quadro 5-3 - Procedimentos de preservação, armazenamento e tempo de estocagem de amostras para as análises das variáveis limnológicas.**

VARIÁVEIS	Frasco	Mínimo	Preservação	Estocagem Máxima	Tolerável
<b>Físicas-A</b>					
Temperatura do ar			Imediatamente		
Profundidade					
Transparência					
Coefficiente atenuação vertical					
Zona eufótica					
Cor	P,V	500	Refrigerar a 4±2°C	48h	48h
Velocidade de corrente			imediatamente		
<b>Físicas-B</b>					
Temperatura da água			imediatamente	0.2h	0.2h
<b>Físicas-C</b>					
Turbidez	P,V	100	Analisar no mesmo dia; estocar no escuro após 24h	24h	48h
Sólidos em suspensão			Refrigerar a 4±2°C	2dias	7dias
Sólidos totais dissolvidos					
Sólidos totais	P,V	200			
Sólidos fixos					
Sólidos voláteis					
<b>Físico-químicas</b>					
Condutividade elétrica			imediatamente	0.2h	28dias
Potencial hidrogeniônico (pH)			imediatamente	0.2h	0.2h
Concentração molar [H <sup>+</sup> ]					
<b>Químicas</b>					
<b>Oxigênio, demandas e relações de consumo</b>					
<b>Químicas I-A</b>					
Oxigênio - percentagem de saturação			imediatamente	0.2h	0.2h
Oxigênio - concentração					
<b>Químicas I-B</b>					
O <sub>2</sub> inicial (Winkler DBO)%	V, frasco para DBO	300	Fixar com 1mL de sulfato manganoso e 1mL de álcali-iodeto. Refrigerar a 4±2°C	8h	8horas
O <sub>2</sub> inicial (Winkler DBO) mg/ L					
O <sub>2</sub> 5 dias					
Demanda bioquímica de oxigênio - DBO <sub>5</sub>					
<b>Químicas I-C</b>					
Demanda química de oxigênio -DQO	P,V	100	Analisar o mais breve possível, ou adicionar H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> até pH<2; Refrigerar a 4±2°C.	24 h	7 dias
Carbono bioquimicamente oxidado (C.DBO)					

VARIÁVEIS	Frasco	Mínimo	Preservação	Estocagem Máxima	Tolerável
<b>Q u í m i c a s I - D</b>					
DBO.100/O <sub>2</sub> -consumo de O <sub>2</sub> pela DBO <sub>5</sub> O <sub>2</sub> .100/DQO -o O <sub>2</sub> presente é x% da DQO DBO.100/DQO -a DBO <sub>5</sub> é x% da DQO O <sub>2</sub> .100/(DBO+DQO) -o O <sub>2</sub> é x% das demandas Carbono inorgânico Carbono orgânico total (quimicamente oxidado) Carbono total Carbono orgânico refratário	V(B)     V(B)	300     100	Adicionar sulfito de sódio quando a amostra apresentar cloro residual - manter refrigerada a 4±2°C.  Analisar imediatamente; ou refrigerar e adicionar HCl, H <sub>3</sub> PO <sub>4</sub> ou H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> para pH<2	6h     7dias	48h     28dias
<b>Q u í m i c a s II</b>					
<b>Sistema tampão</b> Gás carbônico livre Gás carbônico total Alcalinidade Alcalinidade de bicarbonatos Dureza Dureza devido ao cálcio e magnésio	P,V     P,V	100     100	Analisar Imediatamente  Refrigerar a 4±2°C.  Adicionar HNO <sub>3</sub> ou H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> ajustando o para pH<2; Refrigerar a 4±2°C	0.25h     6 meses	N.R.     6 meses
<b>Q u í m i c a s III</b>					
<b>Íons principais</b> Na <sup>+</sup> , K <sup>+</sup> , Ca <sup>2+</sup> , Mg <sup>2+</sup> Cl <sup>-</sup> , SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> , HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	P,V  P,V	100  100	Refrigerar a 4±2°C  Refrigerar a 4±2°C		
<b>Q u í m i c a s IV</b>					
<b>Nutrientes inorgânicos e suas frações</b>  Nitrogênio amoniacal  Nitrito  Nitrito  Nitrito  Nitrito	P,V     P,V    P,V	500     100    100	Analisar o mais breve possível e adicionar H <sub>2</sub> SO <sub>4</sub> até pH<2; Refrigerar a 4±2°C  Analisar o mais breve possível; refrigerar a 4±2°C  Analisar o mais breve possível; refrigerar a 4±2°C;  Para preservar por períodos mais longos, ajustar o pH da amostra para 2 ou menos com ácido sulfúrico, ACS 2,0mL/L	7dias     nenhuma    48h	28dias     48h (28dias para amostra clorada)

Legenda: P = Plástico; V(B) = vidro borosilicato; V = vidro; N.R. = não referenciada

### 5.3.1 - Variáveis Abióticas

As técnicas de análise de amostras de água para análises físicas e químicas seguirão os protocolos padronizados internacionalmente reconhecidos, preferencialmente as determinações contidas no “STANDARD METHODS FOR THE EXAMINATION OF WATER AND WASTEWATER” da APHA (1998) 21ª edição. As técnicas analíticas terão por base as recomendações do programa biológico internacional para ambientes aquáticos (Golterman et al. 1978). Serão considerados, entre outros, os fundamentos técnicos descritos por Strickland & Parsons (1972), Rodier (1978), Mackereth et al. (1978), e Wetzel & Likens (2000). O **Quadro 5-4** apresenta uma síntese dos métodos e respectivos equipamentos necessários para realização das análises, assim como a unidade de medida e limite de detecção do método para cada variável a ser analisada. Metodologias similares, com reconhecidas eficiências analíticas, poderão ser utilizada como alternativas no caso necessário.

**Quadro 5-4 - Grupos de variáveis limnológicas, unidades de medida, equipamentos utilizados e limites de detecção.**

VARIÁVEIS	Unidade	Método/Equipamento	Deteccção
<b>Físicas -A</b>			
Temperatura do ar	°C	termômetro comum de Hg	0,1
Profundidade	m	profundímetro	0,1
Transparência	m	disco de Secchi	0,05
Coefficiente atenuação vertical	m <sup>-1</sup>	radiômetro LI-COR / calculado	0,01
Zona eufótica	m	calculado	0,01
Cor	mg Pt/L	espectrofotométrico	0,1
Velocidade de corrente	m/s	fluxômetro	0,1
<b>Físicas -B</b>			
Temperatura da água	°C	potenciométrico	0,1
<b>Físicas -C</b>			
Turbidez	NTU	Nefelométrico turbidímetro	0,01
Sólidos em suspensão	mg/L	Gravimétrico entre 103- 105 ° C	0,1
Sólidos totais dissolvidos	mg/L	Gravimétrico a 180° C	0,1
Sólidos totais	mg/L	calculado	0,1
Sólidos fixos	mg/L	evaporação / gravimétrico	0,1
Sólidos voláteis	mg/L	evaporação / gravimétrico	0,1
<b>Físico-químicas</b>			
Condutividade elétrica	µS/cm	potenciométrico	0,1
Potencial hidrogeniônico (pH)	und	potenciométrico	0,001
Concentração molar [H <sup>+</sup> ]	µmol/L	calculado	0,001

VARIÁVEIS	Unidade	Método/Equipamento	Deteção
<b>Q u í m i c a s</b>			
Oxigênio, demandas e relações de consumo			
<b>Q u í m i c a s I - A</b>			
Oxigênio -percentagem de saturação	%	calculado	0,1
Oxigênio -concentração	mg/L	potenciométrico	0,01
<b>Q u í m i c a s I - B</b>			
O <sub>2</sub> inicial (Winkler DBO)%	% saturação	calculado a partir do O <sub>2</sub> Winkler modificado	0,1
O <sub>2</sub> inicial (Winkler DBO) mg/ L	mg/L	Winkler modificado NaN <sub>3</sub>	0,01
O <sub>2</sub> 5 dias	mg/L	Winkler modificado NaN <sub>3</sub>	0,01
Demanda bioquímica de oxigênio -DBO <sub>5</sub>	mg/L	Incubação por 5 dias	0,05
<b>Q u í m i c a s I - C</b>			
Demanda química de oxigênio -DQO	mg/L	método do refluxo fechado /oxidação com o kmnO <sub>4</sub>	0,05
Carbono bioquimicamente oxidado (C.DBO)	mg/L	calculado a partir da DBO	0,05
<b>Q u í m i c a s I - D</b>			
DBO.100/O <sub>2</sub> -consumo de O <sub>2</sub> pela DBO <sub>5</sub>	%	calculado a partir do O <sub>2</sub> inicial e da DBO <sub>5</sub>	0,1
O <sub>2</sub> .100/DQO -o O <sub>2</sub> presente é x% da DQO	%	calculado a partir do O <sub>2</sub> inicial e da DQO	0,1
DBO.100/DQO -a DBO <sub>5</sub> é x% da DQO	%	calculado a partir do O <sub>2</sub> inicial e da DBO <sub>5</sub> e da DQO	0,1
O <sub>2</sub> .100/(DBO+DQO) -o O <sub>2</sub> é x% das demandas	%	calculado a partir do O <sub>2</sub> inicial e da DBO <sub>5</sub> e da DQO	0,1
Carbono inorgânico	mg/L	calculado a partir do CO <sub>2</sub> total	0,05
Carbono orgânico total (quimicamente oxidado)	mg/L	calculado a partir da DQO	0,05
Carbono total	mg/L	calculado a partir do C orgânico e inorgânico	0,05
Carbono orgânico refratário	mg/L	C orgânico subtraído do C bioquimicamente oxidado	0,05
<b>Q u í m i c a s II</b>			
<b>Sistema tampão</b>			
Gás carbônico livre	mg/L	titulação potenciométrica com NaOH	0,05
Gás carbônico total	mg/L	titulação potenciométrica com HCl	0,05
Alcalinidade	meq	titulação potenciométrica com NaOH e HCl	0,001
Alcalinidade de bicarbonatos	HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup> /L	titulação potenciométrica com NaOH e HCl	0,05
Dureza	CaCO <sub>3</sub> mg/L	titulação	0,05
Dureza devido ao cálcio e magnésio	d° Ca,Mg	titulação	0,05
<b>Q u í m i c a s III</b>			
<b>Íons principais</b>			
Na <sup>+</sup> , K <sup>+</sup> , Ca <sup>2+</sup> , Mg <sup>2+</sup>	mg/L	espectroscopia / absorção atômica	0,01
Cl <sup>-</sup> , SO <sub>4</sub> <sup>2-</sup> , HCO <sub>3</sub> <sup>-</sup>	mg/L	espectroscopia / absorção atômica	0,01
<b>Q u í m i c a s IV</b>			
<b>Nutrientes inorgânicos e suas frações</b>			
Nitrogênio amoniacal	µg/L	Espectrofotometria por Nessler	5,0
Nitrito	µg/L	Espectrofotométrico por Diazotação	5,0
Nitrato	µg/L	coluna Cd/espectrofotométrico	5,0
Nitrogênio inorgânico dissolvido	µg/L	espectrofotométrico	5,0
Nitrogênio total dissolvido	µg/L	digestão com persulfato / espectrofotométrico	5,0
Nitrogênio total	µg/L	digestão com persulfato / espectrofotométrico	5,0
Nitrogênio orgânico dissolvido	µg/L	espectrofotométrico	5,0

VARIÁVEIS	Unidade	Método/Equipamento	Deteção
Nitrogênio orgânico total	µg/L	digestão com persulfato / espectrofotométrico	5,0
Nitrogênio particulado	µg/L	digestão com persulfato / espectrofotométrico	5,0
Ortofosfato	µg/L	espectrofotométrico	5,0
Fósforo total dissolvido	µg/L	digestão com persulfato / espectrofotométrico	5,0
Fósforo total	µg/L	digestão com persulfato / espectrofotométrico	5,0
Fósforo orgânico dissolvido	µg/L	espectrofotométrico	5,0
Fósforo orgânico total	µg/L	espectrofotométrico	5,0
Fósforo particulado	µg/L	digestão com persulfato / espectrofotométrico	5,0
Silicatos reativos		molibdato de Na / espectrofotométrico	0,05
<b>Q u í m i c a s V</b>			
Ferro dissolvido	mg/L	fenantrolina / espectrofotométrico	0,05
Ferro total	mg/L	fenantrolina / espectrofotométrico	0,05
Óleos e graxas	mg/L	gravimétrico: extração com n-hexano em Soxhlet	0,05
<b>Q u í m i c a s VI</b>			
<b>Elementos-traço e Biocidas</b>			
Al, Ba, Cd, Co, Cr, Cu, Hg, Mn, Ni, Pb, Si, Sn, Zn	µg/L	absorção atômica / forno de grafite / fluorescência	0,001
Biocidas	µg/L	cromatografia gasosa	0,05

### 5.3.1.1 - Elementos-traço

Para determinação da presença de elementos-traço em água, serão analisadas as concentração de Al, Ba, Cd, Co, Cr, Cu, Hg, Mn, Ni, Pb, Si, Sn e Zn em amostras de sub-superfície, coletadas em 10 estações a jusante do empreendimento: Jusante 01 (JUS.01), Jatuarana II (JAT II), Belmont (BEL), Jusante 02 (JUS.02), Jamarí (JAM), Lago Jusante 01 (LJ.01), Lago Jusante 02 (LJ.02), Cuniã-canal 01 (CC.01), Lago Cuniã 02 (LC.02), Jusante 03 (JUS.03). Destaca-se que as estações de montante terão a caracterização de elementos-traço contemplada pelo Programa de Monitoramento Hidrobiogeoquímico.

Serão coletados 500 mL de água em frascos de polietileno. Para a preservação será adicionado ácido nítrico concentrado PA até o pH ficar inferior a 2. As amostras serão armazenadas por no máximo 30 dias para o caso do Mercúrio e 180 dias para os demais elementos-traço. As análises serão feitas por Espectrofotometria de absorção atômica em forno de grafite e Espectrometria de Massa com Fonte de Plasma Indutivamente Acochado (ICP/MS). No caso do Mercúrio as análises serão feitas por Espectrometria de Fluorescência Atômica por geração de vapor frio.

### 5.3.1.2 - Biocidas

Para determinação da presença de biocidas, serão analisadas amostras de água e sedimento, coletadas em 9 estações: Caripuna (CAR), Jaciparanã 01 (JAC.01), Caracol (CRC), Mucuí 01 (MUC.01), Montante 03 (MON.03), Jatuarana I (JAT I 01), Montante 01 (MON.01), Jusante 01 (JUS.01) e Jusante 02 (JUS.02).

Para determinação de biocidas em água serão coletadas amostras de água para análise de Compostos Orgânicos Semi-Voláteis (SVOCs) e Compostos Orgânicos Voláteis (VOCs). Para os SVOCs será necessário 1L de amostra, acondicionado em frasco âmbar. Para os VOCs serão coletados 100 ml, acidificados até pH 2 com ácido clorídrico, mantidas sem bolhas. Para análise dos SVOCs em sedimentos serão amostrados 250g em frascos com septo com capacidade de 500ml. As amostras serão mantidas refrigeradas até o momento da extração.

As amostras de água e sedimento serão submetidas a uma varredura em Cromatografia gasosa acoplada à espectrometria de massa (CG/EM) de Compostos Orgânicos Semi-Voláteis e de Compostos Orgânicos Voláteis, englobando desta forma todos os biocidas mencionados nas Resoluções CONAMA 344/2004 e 357/2005.

Para a determinação dos SVOCs as análises seguirão o protocolo extração líquido /líquido para cromatografia gasosa (SMEWW 6410B-Extraction Liquid/Liquid GC), para os VOCs seguirão o protocolo EPA SW 846-826B/EPA- Headspace Analysis.

### 5.3.1.3 - Sedimentos

Os sedimentos superficiais serão coletados em 09 estações de amostragem: Caripuna (CAR), Jaciparanã 01 (JAC.01), Caracol (CRC), Mucuí 01 (MUC.01), Montante 03 (MON.03), Jatuarana I (JAT I 01), Montante 01 (MON.01), Jusante 01 (JUS.01) e Jusante 02 (JUS.02).

De acordo com o tipo de ambiente a ser amostrado, poderão ser utilizados os seguintes equipamentos:

- Margem deposicional de rios - amostrador tipo Petit Ponar (232 cm<sup>2</sup>);
- Zona profunda - draga de Ekman- Birge, modificado por Lenz (200 cm<sup>2</sup>);
- Áreas de fundo arenoso e lodoso - draga de Petersen de 250 cm<sup>2</sup> de área amostral;
- Fundo pedregoso e corredeiras - Surber com malha de 0,250mm e área de 0,1m<sup>2</sup>;



- Outros - pegador tipo Van Veen (272 cm<sup>2</sup>).

Após a coleta, o material será acondicionado em frascos com septo ou sacos de polietileno e mantido resfriado até o momento de preparação e análise das amostras em laboratório. Nas amostras de sedimento será analisada granulometria (areia grossa, areia fina, silte, argila), cinzas, matéria orgânica, carbono orgânico, fósforo total, nitrogênio total, sódio, potássio, cálcio, magnésio, elementos-traço (Al, Ba, Cd, Co, Cr, Cu, Hg, Mn, Ni, Pb, Si, Sn, Zn) e biocidas, além da macrofauna bentônica, detalhada no item 5.3.2.4. O **Quadro 5-5** apresenta uma síntese dos métodos e respectivos equipamentos necessários para realização das análises de sedimentos superficiais, assim como a unidade de medida e limite de detecção do método para cada variável a ser analisada.

**Quadro 5-5 - Variáveis analisadas em sedimentos superficiais, unidades de medida, equipamentos utilizados e limites de detecção.**

VARIÁVEIS	Unidade	Método / Equipamento	Deteção
<b>Sedimentos Superficiais</b>			
Macrofauna bentônica	ind/m <sup>2</sup>	draga / contagem	SP
Granulometria (areia grossa, areia fina, silte, argila)	g/kg	químico / gravimétrico	0,01
Cinzas	g/kg	calcinação / gravimétrico	0,01
item Matéria orgânica	g/kg	digestão / calcinação	0,05
Carbono orgânico	g/kg	calculado	0,05
Nitrogênio	g/kg	digestão / absorção atômica	0,01
Fósforo	g/kg	digestão / absorção atômica	0,01
Sódio	g/kg	digestão / absorção atômica	0,01
Potássio	g/kg	digestão / absorção atômica	0,01
Cálcio	g/kg	digestão / absorção atômica	0,01
Magnésio	g/kg	digestão / absorção atômica	0,01
Al, Ba, Cd, Co, Cr, Cu, Hg, Mn, Ni, Pb, Si, Sn, Zn	g/kg	digestão / absorção atômica - FG	0,01
Biocidas	g/kg	cromatografia gasosa	0,01

### 5.3.2 - Variáveis Bióticas

As técnicas de análise de amostras de água para análises biológicas seguirão os protocolos padronizados internacionalmente reconhecidos, seguindo as mesmas referências indicadas no item 5.3.1. O **Quadro 5-6** apresenta uma síntese dos métodos e respectivos equipamentos necessários para realização das análises biológicas, assim como a unidade de medida e limite de detecção do método para cada variável a ser analisada.

**Quadro 5-6 - Variáveis biológicas, unidades de medida, equipamentos utilizados e limites de detecção.**

VARIÁVEIS	Unidade	Método / Equipamento	Detecção
<b>Biológicas</b>			
Clorofila a (Chla)	µg/L	filtração / maceração / espectrofotométrico	0,1
Pigmentos totais (Pig tots)	µg/L	filtração / maceração / espectrofotométrico	0,1
Fitoplâncton (F)	ind/L	tubo coletor ou rede de plâncton 20 µm / contagem	sp
Zooplâncton (Z)	ind/L	rede de plâncton 68 µm / contagem	sp
Coliformes termotolerantes	nmp/100mL	colimétrico - colilert / cultrura	1,0
<i>Escherichia coli</i>	nmp/100mL	colimétrico - colilert / cultrura	1,0
Fracionamento isotópico 13C e 15N	‰	filtração / espectrômetro de massa	1,0
Cianotoxinas	µg/L	filtração / extração / cromatografia	0,001

### 5.3.2.1 - Fitoplâncton

A estrutura populacional e composição taxonômica do fitoplâncton serão obtidas através de amostras quantitativas e qualitativas obtidas por tubo coletor de volume conhecido em toda a zona eufótica com uma amostragem integral. A não filtração possibilita a análise integral da fração fitoplanctônica, não sendo eliminada qualquer fração menor que um tamanho estabelecido de malha de rede de coleta. Para as amostras a serem obtidas em profundidades maiores que o tubo coletor será utilizada garrafa de Van Dorn. Entretanto, em condições ambientais que inviabilizem a utilização do tubo coletor, será seguida a metodologia tradicional de coleta por meio de rede de plâncton de 20 µm. As amostras serão preservadas em solução transeau ou lugol para a análise qualitativa e quantitativa, respectivamente. A contagem será feita em câmara de Uthermöl com aumento de 400x ou 1000x em microscópio invertido. A identificação sistemática será realizada por análise comparativa e de variabilidade morfológica e morfométrica através de amostras populacionais. Com relação ao sistema de classificação das classes, será adotado aquele estabelecido por Round (1971) para a Divisão Chlophyta e o de Bourrelly (1968, 1970) para as demais. Outras consultas serão utilizadas: Forster (1963, 1964, 1969, 1970); Martins (1980, 1982, 1986a, 1986b); Mera (1995, 1997); Prescott (1962); Prescott et al. (1972, 1975, 1977, 1982); Thomasson (1971); Aherkovich (1976, 1981); Aherkovich & Schmidt (1974); Aherkovich & Raí (1979); Aherkovich & Franken (1980); e Uthermöl (1958).

#### Biomassa Fitoplanctônica (mm<sup>3</sup>.L<sup>-1</sup>)

A inclusão deste atributo justifica-se por ser uma medida mais eficiente de abundância, uma vez que existe uma grande variação de tamanho entre os organismos fitoplanctônicos e muitas vezes amostras com grande densidade de algas de pequenas dimensões apresentam menor biomassa, que amostras com reduzidas densidades de grandes algas. Além disso, ao contrário da análise de

concentração de clorofila-a (estimativa de biomassa fitoplanctônica) a utilização do biovolume permite identificar as espécies ou grupos taxonômicos mais importantes em termos de biomassa.

A biomassa fitoplanctônica será estimada através do calculado do biovolume, multiplicando-se as densidades de cada espécie pelo volume das algas, considerando-se as dimensões médias das espécies abundantes. O volume de cada célula será calculado a partir de modelos geométricos aproximados à forma dos indivíduos como, esferas, cilindros, cones, paralelepípedos, pirâmides, elipsóides e outros (WETZEL & LINKENS, 1991).

### **Densidade Fitoplanctônica (ind.mL<sup>-1</sup>)**

O estudo quantitativo do fitoplâncton será realizado mediante o uso de um microscópio invertido, após prévia sedimentação em câmaras de Utermöhl, de volumes variáveis de amostras, de acordo com a concentração de algas e/ou detritos presentes (UTERMÖHL, 1958), por pelo menos três horas para cada centímetro de altura da câmara (MARGALEF, 1983). A contagem será feita até a obtenção de 100 indivíduos das espécies mais abundantes. Os resultados serão expressos em indivíduos (células, cenóbios, colônias ou filamentos) por mililitro, ou seja, na forma em que se encontram na natureza.

### **Contagem de cianobactérias**

A contagem do número de células de cianobactérias utilizará o retículo de Whipple, normalmente empregado para contagem de Unidade-Padrão de Área (UPA). Sobrepõem-se as colônias intactas ao quadrado e conta-se o número de células. O retículo será calibrado e as contagens realizadas utilizando câmaras de Utermöhl ou Sedgwick Rafter.

### **Análise de cianotoxinas**

O monitoramento de cianotoxinas deverá ocorrer quando a densidade de cianobactérias for superior a 20.000 células/ml, nos pontos de captação de água para abastecimento doméstico, e 50.000 células/ml nas áreas de recreação de contato primário e dessedentação de animais. Para esta análise será coletado um litro de água bruta, filtrada, posteriormente, em filtros de fibra de vidro (borossilicato). Os filtros serão secos a uma temperatura não superior a 50°C e será determinado o peso do material retido nos filtros, através da diferença entre o peso inicial do filtro e o peso seco obtido após a filtração. A microcistina particulada será analisada no material retido no filtro, enquanto que o filtrado será utilizado para análise de microcistina dissolvida, de acordo com protocolos específicos (KRISHNAMURTHY et al., 1986).

A análise será realizada pelo método de Cromatografia Líquida de Alta Eficiência (HPLC), utilizando-se um fotodetector de diodo e verificando-se o espectro de absorção de cada pico numa faixa de 195 a 300 nm. Os espectros cromatográficos obtidos serão comparados com um padrão de microcistina-LR (KRISHNAMURTHY et al., 1986).

### 5.3.2.2 - Zooplâncton

Para a análise da **comunidade zooplanctônica** as amostras serão obtidas com o auxílio de uma moto-bomba, coletados na sub-superfície e nas profundidades determinadas. Os organismos serão filtrados em uma rede de plâncton de 68  $\mu\text{m}$  de abertura de malha. O material coletado será mantido em frascos de polietileno e fixado em solução de formaldeído a 4%, tamponada com carbonato de cálcio. No laboratório as amostras serão concentradas em um volume conhecido (75 mL). A composição zooplanctônica será avaliada utilizando-se lâminas e lamínulas comuns, microscópio estereoscópico e microscópio óptico. As densidades das espécies serão estimadas (em indivíduos por  $\text{m}^{-3}$ ) através da contagem, em câmaras de Sedgwick-Rafter, de 5 alíquotas de 1,5 ml (total de 7,5 ml), obtidas com pipeta do tipo Hensen-Stempel. Uma vez que o método de alíquotas não é suficiente para fornecer resultados satisfatórios de riqueza de espécies (apesar de fornecer uma estimativa satisfatória da densidade total, as espécies pouco abundantes podem não ocorrer nas alíquotas), após as contagens das alíquotas, será realizada uma análise qualitativa das mesmas. Assim, em cada amostra, sub-amostras serão analisadas até que nenhuma nova espécie seja encontrada. A riqueza de espécies será dada pelo número de espécies presentes em cada amostra.

#### Biomassa Zooplanctônica

A biomassa zooplanctônica será determinada a partir das equações de relação peso - comprimento dos indivíduos de acordo com as formulas amplamente utilizadas na literatura para cada grupo planctônico (Dumont et al., 1975; Bottrell et al., 1976; McCauley, 1984; Bird e Paire, 1985; Martín e Cláudia, 2006). O peso seco é obtido mediante a pesagem de grupos de indivíduos, previamente medidos, em uma microbalança. Quando não houver formulas disponíveis para os táxons identificados, as relações peso/comprimento serão determinadas mediante a pesagem em uma microbalança de grupos de indivíduos previamente medidos em microscópio ótico.

A biomassa (B) é um estimado que surge de combinar o número de indivíduos (N) de uma classe de tamanho ou coorte e sua massa média ( $\bar{M}$ ) (Winberg e Duncan, 1971):

$$B = N \cdot \bar{M}$$

As equações da relação peso seco-comprimento são elaboradas a partir das transformações dos valores do comprimento (variável independente) e peso (variável dependente), em logaritmo natural, expressas a partir da seguinte equação (Mc Cauley, 1984):

$$\ln w = \ln a + b \cdot \ln L$$

Onde:  $\ln w$  = logaritmo natural do peso seco ( $\mu\text{g}$ ),  $\ln a$  = estimativa da intercepção,  $b$  = estimativa da inclinação da reta,  $\ln L$  = comprimento médio dos indivíduos da amostra.  $\ln L$  é calculado como a média das medidas do comprimento, transformado a logaritmo (L em mm).

Para estimar a precisão do calculado da biomassa de uma população é necessário calcular o coeficiente de variação. Como a biomassa (B) é estimada a partir das duas variáveis, número de indivíduos (N) e a massa média ( $\bar{M}$ ), esta precisão pode ser estimada pelo coeficiente de variação ( $CVB = S/B$ ), onde S: desvio padrão e  $\bar{B}$ : biomassa média, a partir da seguinte equação:

$$CVB = ((CVN)^2 + CVM^2) \cdot 0,5$$

Onde: CVN e CVM = os respectivos coeficientes de variação (Colquhoun, 1971 cit. em Mc Cauley, 1984) de N (número de indivíduos) e  $\bar{M}$  (massa média). É importante trabalhar com réplicas suficientes a fim de obter um CVB de 0,15 quando possível (Mc Cauley, 1984). Dessa maneira, é possível ainda usar esta equação para discutir e decidir sobre os relativos méritos das diferentes técnicas de pesagem e contagem de organismos, de acordo com o CVN e CVM de cada técnica é possível decidir qual destas técnicas usar para um CVB pretendido.

### 5.3.2.3 - Isótopos

As coletas para o fracionamento isotópico de  $^{13}\text{C}$  e  $^{15}\text{N}$  serão realizadas em 09 estações de amostragem: Caripuna (CAR), Jaciparanã 01 (JAC.01), Caracol (CRC), Mucum 01 (MUC.01), Montante 03 (MON.03), Jatuarana I (JAT I 01), Montante 01 (MON.01), Jusante 01 (JUS.01) e Jusante 02 (JUS.02).

As amostras serão mantidas refrigeradas até o momento da análise. As análises serão feitas a partir da combustão das amostras sob fluxo contínuo de hélio em um analisador elementar (CHN) acoplado a espectrômetro de massa.

#### 5.3.2.4 - Macrofauna Bentônica

Para caracterização da macrofauna bentônica serão analisadas as amostras sedimentos coletadas, em triplicata, em 09 estações: Caripuna (CAR), Jaciparanã 01 (JAC.01), Caracol (CRC), Mucuím 01 (MUC.01), Montante 03 (MON.03), Jatuarana I (JAT I 01), Montante 01 (MON.01), Jusante 01 (JUS.01) e Jusante 02 (JUS.02), de acordo com item 5.3.1.3.

As amostras serão fixadas com formaldeído, com concentração final de 4%. As amostras serão processadas com o auxílio de peneiras (abertura de malha 2 e 0,2 mm) e o material retido na menor malha será novamente fixado em formol 4%, tamponado com carbonato de cálcio, para posterior triagem, contagem e identificação sob microscópio estereoscópico. Após a identificação, que priorizará as famílias de Ephemeroptera, Plecoptera, Trichoptera, Heteroptera e Odonata, cada táxon será contado em cada amostra. As densidades dos táxons ( $\text{ind.m}^{-2}$ ) serão calculadas de acordo com a área coletada pelo amostrador e expressa em número de organismos/ $\text{m}^2$ .

Os organismos coletados, depois de identificados ao menor nível taxonômico possível, serão classificados de acordo com o grupo de alimentação funcional (GAF) e hábitos de vida baseando-se em Resh & Rosenberg (1984), Merritt & Cummins (1988), Hauer & Lamberti (1996), Baptista ET al. (1998), Callisto et al. (2000) e Baptista et al.(2001). Os Grupos de alimentação funcional e hábitos dos organismos (GAF) a serem considerados serão: predador (perfurador ou engolfador), coletor (filtrador ou reunidor), triturador e raspador. Os hábitos são: escavador (vive em tocas ou semi-enterrado), agarrador (aderido a folhas ou rochas), nadador (organismos nécto-bentônicos) e caminhador (percorre o sedimento ou as rochas sem escavá-las).

Quanto ao uso potencial dos macroinvertebrados bentônicos como bioindicadores, segundo Barbosa e colaboradores (2001), esses organismos podem ser classificados em três grupos: sensíveis (altamente suscetíveis a qualquer tipo de impacto); tolerantes (suportam impactos em níveis não tão altos, são capazes de se adaptarem às novas condições e refletem a resiliência do ecossistema) e resistentes (suportam grandes impactos). O grupo dos resistentes são o de menor diversidade, maior abundância e refletem ambiente degradado.

### 5.3.2.5 - Macrófitas Aquáticas

A análise da composição e estrutura da comunidade de macrófitas será feita através de amostragem em campo nas mesmas localidades estabelecidas pelo Programa de Monitoramento Limnológico. Uma vez detectada a distribuição e extensão dos estandes de macrófitas, será realizada a divisão e parcelamento das áreas para amostragem e em cada parcela serão coletadas, triadas, identificadas e pesadas (peso úmido drenado) todas as espécies de macrófitas presentes. Os estandes de macrófitas aquáticas serão amostradas através de um quadrado de 1m<sup>2</sup> de área (1m x 1m), e observada a área ocupada no quadrado como uma estimativa de abundância relativa.

Para execução do monitoramento da macrófitas aquáticas serão mensuradas: a composição das comunidades de macrófitas (lista de espécies por estande); a frequência de ocorrência de cada espécie na comunidade (% de parcelas em que cada espécie ocorreu); e a biomassa de cada espécie presente na comunidade, e sua dominância.

O **Quadro 5-7** apresenta uma síntese dos métodos e respectivos equipamentos necessários para realização das análises em macrófitas aquáticas, assim como a unidade de medida e limite de detecção do método para cada variável a ser analisada.

**Quadro 5-7 - Variáveis analisadas em macrófitas aquáticas, unidades de medida, equipamentos utilizados e limites de detecção**

VARIÁVEIS	Unidade	Método/Equipamento	Deteccção
<b>Macrófitas Aquáticas</b>			
Identificação	sp	chaves	1
Cinzas	kg/ha	calcinação	0,1
Matéria orgânica	kg/ha	digestão / calcinação	0,1
Carbono orgânico	kg/ha	calculado	0,1
Sódio	mg/g	digestão / absorção atômica	0,01
Potássio	mg/g	digestão / absorção atômica	0,01
Cálcio	mg/g	digestão / absorção atômica	0,01
Magnésio	mg/g	digestão / absorção atômica	0,01
Al, Ba, Cd, Co, Cr, Cu, Hg, Mn, Ni, Pb, Si, Sn, Zn	mg/g	digestão / absorção atômica - FG	0,05

A escala de abundância de Domin-Krajina será utilizada para estimativa de **cobertura** de macrófitas (1=<20; 2= 21-40; 3=31-60; 4=61-80; 5=81-100% **cobertura**). A **riqueza** de espécies de macrófitas aquáticas será estimada através dos índices não-paramétricos Jackknife e Chao 2 através do programa Stimates (Colwell 1997). Estes índices levam em consideração a ausência/presença das espécies e o número de espécies observado nos sítios de amostragem.

As equações utilizadas são descritas a seguir:

Estimador Jackknife de primeira ordem

$$S_{jack1} = S_{obs} + Q1 (m-1/m)$$

Onde:

Sobs= número de espécies observado em todos os sítios de amostragem;

Q1= número de espécies amostrado em apenas um sítio de amostragem (espécies raras)

m= número total de sítios de amostragem.

Estimador Chao2

$$S_{chao2} = S_{obs} + Q1^2 / 2Q2$$

Onde:

Q2= número de espécies amostrados em dois pontos.

Para determinar a relação da comunidade de macrófitas aquáticas com as variáveis limnológicas e ciclos sazonais, incluindo análises para avaliação de possível enriquecimento por nutrientes, será necessária a determinação de variáveis limnológicas nos mesmos sítios de amostragem selecionados para as macrófitas, no momento das coletas das plantas. Para isso as campanhas dos Programas de Monitoramento Limnológico e de Macrófitas Aquáticas serão realizadas nas mesmas datas, pelas mesmas equipes de campo.

Os sítios de amostragem poderão ser classificados por TWINSpan - Two Way Indicator Species Analysis (Hill 1979) para avaliação da **composição** dos grupos em relação às características limnológicas locais. A análise de variáveis físicas e químicas mais importantes na distribuição de macrófitas será feita através Análise de Componentes Principais (ACP).

Os resultados dos dados quantitativos devem ser comparados entre as diferentes estações (enchente, cheia, seca e vazante) com testes estatísticos para análise de diferenças estatísticas, além dos testes de TWINSpan e ACP mencionados anteriormente.

Combinando-se a área coberta pelos estandes de macrófitas com os calculados de biomassa e as análises de nutrientes e metais presentes nos tecidos das macrófitas espera-se poder avaliar a



capacidade das macrófitas de atuar como reservatórios de nutrientes e contaminantes e, por conseguinte, verificar a efetividade de se usar a remoção de macrófitas como uma estratégia para o gerenciamento da eutrofização ou contaminação ambiental na área de estudos.

#### 5.3.2.5.1 - Imagens de satélite dos estandes de macrófitas

Após um levantamento preliminar em campo no primeiro ano de estudo, serão identificadas as áreas e os meses mais favoráveis a ocorrência de bancos de macrófitas flutuantes. No segundo ano serão adquiridas imagens de satélites nos meses correspondentes e nos locais onde foi diagnosticada presença de banco de macrófitas flutuantes superiores a 100m<sup>2</sup>. Adverte-se que, imagens de satélite de boa qualidade só podem ser adquiridas durante os meses com baixa nebulosidade, que se estende de maio a outubro. Além disso, a observação de estandes de macrófitas aquáticas flutuantes em um ambiente turbulento, como o do rio Madeira, é um evento raro.

Para execução do mapeamento dos “hotspots” serão obtidas imagens de alta definição (1 m colorida) de satélite (IKONOS ou QUICKBIRD), modo Multispectral (4 bandas), centradas nas coordenadas geográficas correspondentes à estação de coleta limnológica, numa faixa de 1 km a 500 m a montante e 500 m a jusante da estação, com área mínima de 100 km<sup>2</sup>. A partir destas imagens será estimada a cobertura de estandes de macrófitas na zona litoral de cada margem, fornecendo subsídios para refinar o delineamento da amostragem em campo.

### 5.4 - MONITORAMENTO EM TEMPO REAL

Para execução do monitoramento em tempo real serão instalados dois sistemas de monitoramento de algumas variáveis limnológicas. Um dos sistemas será fixo, instalado a jusante do eixo da barragem, outro sistema será móvel, instalado em uma balsa flutuante, a montante do eixo da barragem. As variáveis temperatura da água, condutividade elétrica, oxigênio dissolvido, potencial hidrogeniônico (pH), ORP (redox) e turbidez serão permanentemente monitoradas por meio de sondas multiparâmetros pelos dois sistemas. Ambos os sistemas de monitoramento serão ligados a computadores de campo (data logger) e sistemas de transmissão de dados via rádio e telefonia celular.

O sistema fixo será instalado numa plataforma fixa a margem do rio Madeira. O sistema móvel, instalado em uma balsa flutuante, se constituirá numa base móvel de apoio as campanhas de campo. A balsa poderá se locomover no trecho entre a cachoeira de Santo Antônio e cachoeira

do Teotônio. Durante a navegação a água será bombeada da sub-superfície para uma célula de fluxo onde os sensores da sonda estarão mergulhados.

As variáveis serão mensuradas em profundidade fixa e georreferenciadas com as informações do GPS. Nesse sistema de rastreamento horizontal, as informações serão representadas em imagens de satélite no computador de bordo enquanto a embarcação se desloca. Essa configuração permitirá a detecção de alterações da qualidade da água, entrada de tributários, e identificação de fontes pontuais e difusas (Arantes Jr, 2006).

No sistema fixo ou enquanto a embarcação do sistema móvel estiver ancorada, ocasionalmente e nos períodos noturnos, a leitura das variáveis poderá ser realizada a cada meia hora, o que permitirá o registro de séries de dados em curtos intervalos de tempo acumulados em longas séries históricas. Com o acúmulo das informações ao longo dos dias, meses e anos de monitoramento, será possível apreciar no sistema as variações nictemerais, mensais e sazonais.

O sistema de monitoramento em tempo real poderá ser utilizado como um mecanismo de aviso prévio, permitindo ações preventivas, aos primeiros sinais de alterações da qualidade da água, antes que um eventual problema aconteça. Valores de corte, sobretudo para o parâmetro oxigênio dissolvido, serão definidos em função da legislação, da vida aquática, dos usos d'água e outros fatores pertinentes. As informações poderão ser transmitidas em tempo real pela internet, para que tomadores de decisão possam adotar providências no caso de alteração abrupta de algum parâmetro. O monitoramento limnológico alimentará o Modelo Matemático Prognóstico de Qualidade da Água tanto para sua calibração, para o estabelecimento de condições de contorno e acompanhamento dos processos que interferem na qualidade da água.

#### **5.4.1 - Balsa-laboratório**

Além de servir de base para uma dos sistemas de monitoramento em tempo real, a balsa-laboratório servirá de apoio logístico as campanhas de campo.

Para viabilização da balsa-laboratório será contactado o fabricante de balsas no município de Porto-Velho/RO. Uma balsa de aproximadamente 50 m<sup>2</sup> será planejada e construída de forma a suportar a instalação de todos os equipamentos necessários para implantação do sistema de monitoramento em tempo real. Além disso, a balsa deverá contar com uma sala equipada para realização da pré-análise das amostras coletadas em campo

## 5.5 - MODELAGEM MATEMÁTICA

O modelo matemático incluirá o eixo vertical do estirão principal do reservatório e bolsões laterais, especialmente o Bolsão Lateral do Jatuarana (fases de enchimento e estabilização). Deverá considerar, vazão, tempo de residência, eutrofização e estratificação, alteração do regime hídrico, fontes de poluição pontuais e difusas, processos biogeoquímicos, autodepuração, biomassa submersa, dentre outros aspectos relevantes para modelagem de ambientes aquáticos, indicando as possíveis compartimentalizações, servindo assim de ferramenta aplicável à gestão da qualidade da água. O modelo matemático também deverá considerar a carga orgânica afluente em decorrência do incremento populacional, e o potencial de autodepuração do rio, principalmente durante o período de estabilização do reservatório e propor medidas mitigadoras para o impacto.

O tempo necessário para a estabilização do reservatório será contemplado dentro da atividade modelagem matemática, tendo em vista que as simulações incluirão o tempo de enchimento, início da operação e estabilização do reservatório. A utilização da modelagem matemática permitirá a simulação com distintos cenários de enchimento, o que permitirá determinar o tempo necessário para a estabilização do reservatório, que será definido em função da análise da evolução temporal da qualidade da água. Referente a inclusão de novos fatores que contribuam para a melhora da qualidade da água, serão aplicados modelos matemáticos à simulação de distintos arranjos físicos e regras de operação. Neste sentido são listados alguns fatores: a) localização e quantitativo de remoção de biomassa; b) definição da regra de enchimento; c) cota de fundo e operação das estruturas defluentes; d) soleiras e canais de ligação entre o corpo do reservatório e os lagos marginais e) uso do solo na bacia de contribuição.

## 6 - ANÁLISES DOS DADOS

Todos os dados físicos, químicos e biológicos obtidos serão submetidos a uma análise exploratória, com destaque para os valores mínimos e máximos de cada variável, assim como média, mediana, moda, variância, desvio padrão, curtose e assimetria. Gráficos, histogramas e diagramas de correlação serão elaborados como parte da análise exploratória. Para avaliar a normalidade dos dados, prerrogativas de muitas análises estatísticas multivariadas, serão utilizados os testes de Kolmogorov-Smirnov e em caso de não normalidade, análises não paramétricas.

As análises multivariadas podem ser classificadas como técnicas de ordenação, exploratórias (descritivas), e técnicas de classificação (hierárquicas ou não hierárquicas). O objetivo geral das técnicas de ordenação é produzir um diagrama de dispersão (scatter plot) uni, bi ou tridimensional, de tal modo que unidades amostrais próximas tendem a ser similares ao conjunto de variáveis que se relacionam com os eixos que formam o diagrama de dispersão. Essas técnicas permitem sumarizar um conjunto de dados, de tal forma que as unidades amostrais e as espécies (abundâncias ou dados de presença e ausência) sejam representadas, simultaneamente, em um único plano de ordenação.

A análise de componentes principais (PCA) é uma técnica de ordenação adequada, sobretudo quando as variáveis analisadas apresentam uma forte estrutura de correlação e será utilizada com o objetivo de reduzir a dimensionalidade dos dados ambientais. A transformação logarítmica será aplicada para todas as variáveis (exceto para o pH), antes da aplicação das análises de ordenação.

Para a análise de dois conjuntos de dados multidimensionais, como dados bióticos e abióticos, será utilizada a Análise de Correspondência Canônica (CCoA), com o objetivo de encontrar uma combinação linear de variáveis ambientais que maximiza a separação dos nichos das espécies (Ter Braak, C. J. F. 1986). Os padrões de variação espacial e/ou temporal das estruturas das comunidades planctônicas e de macrófitas aquáticas serão investigados através de uma análise de correspondência “detrended” (DCA) (Hill & Gauch, 1980). Utilizando os escores derivados das análises de correspondência “detrended” (DCA), a concordância dos padrões de ordenação gerados pelas comunidades planctônicas será estimada através de uma análise de Procrustes. O protocolo detalhado desse método pode ser encontrado em Jackson (1995).

A caracterização temporal das variáveis com maior periodicidade de amostragem (variáveis físicas e químicas, tais como: oxigênio dissolvido, pH, turbidez, concentração de nutrientes), será obtida através de técnicas de séries temporais interrompidas descritas em Manly (1994). Técnicas de classificação serão utilizadas estimando a similaridade entre as unidades amostrais (amostras, pontos de coleta, espécies, etc) e variáveis (descritores). A caracterização espacial das variáveis será realizada por análise de agrupamento (Cluster). Os resultados obtidos permitirão também relacionar as alterações sazonais características dos períodos de enchente, cheia, vazante e seca.

O Índice de Estado Trófico de Carlson, modificado para sistemas tropicais (Lamparelli, 2004), deverá ser utilizado para análise do processo de eutrofização em todas as campanhas de campo.

Os resultados obtidos no programa de monitoramento deverão ser comparados com os padrões de qualidade da água preconizados na Resolução CONAMA 357/2005, para águas da classe 2.

## 6.1 - ANÁLISES BIOLÓGICAS

Todos os organismos coletados, zooplâncton, fitoplâncton, bentos e macrófitas aquáticas serão objeto das análises descritas a seguir.

### 6.1.1 - Riqueza de Espécies

Será considerada a riqueza simples (S), ou seja, o número de taxa por campanha por estação de coleta.

### 6.1.2 - Densidade de organismos

As densidades de organismos foram calculadas em relação à área ( $n^\circ$  de ind  $\times 10m^2$ ) nos pontos de coleta.

### 6.1.3 - Frequência de ocorrência

A frequência de ocorrência das espécies será calculada segundo Dajoz (1983), levando-se em consideração o número de amostras onde o organismo ocorreu, em relação ao número total das amostras coletadas (em porcentagem), de acordo com a fórmula a seguir:

$$Fo = Ta \times 100/TA$$

Onde:

Ta =  $n^\circ$  de amostragem em que o táxon ocorreu

TA =  $n^\circ$  total de amostragem relacionada

Deverão ser consideradas as seguintes categorias:

- Muito Frequentes: .....Fo > 70;
- Frequentes: .....40 < Fo ≤ 70;

- Pouco Frequentes: ..... $20 < Fo \leq 40$ ;
- Esporádicas: ..... $Fo \leq 20$ .

### 6.1.4 - Abundância Específica e Abundância Relativa

A abundância será usada para comparações entre diversos taxa e para a obtenção de padrões de distribuição de um táxon e/ou família e/ou espécie.

Será obtida através do número de indivíduos da espécie numa amostra específica ou pelo percentual do número de indivíduos da espécie em relação ao total de indivíduos da amostra.

A abundância relativa (Ar) será calculada de acordo com a fórmula:

$$Ar = Ni * 100 / Na$$

Onde:

Ar = Abundância relativa (%)

Ni = n° total de organismos de cada táxon em cada estação

Na = n° total de organismos na amostra da estação

Os resultados são enquadrados nas seguintes categorias:

- Raras: .....  $Ar < 10\%$ ;
- Pouco Abundantes: .....  $10 \leq Ar < 40\%$ ;
- Abundantes: .....  $40 \leq Ar < 70\%$ ;
- Dominantes: .....  $Ar \geq 70\%$ .

### 6.1.5 - Índice de Diversidade Específica e Equidade

Diversidade de espécies é uma função do número de espécies de uma amostra, coleção ou comunidade (riqueza) e da distribuição dos indivíduos entre essas espécies (equidade, equitabilidade ou evenness). O índice utilizado para calcular a diversidade de espécies será o de Shannon (Shannon & Weaver, 1949) através da fórmula:

$$H' = - \sum p_i \log^2 p_i$$

Onde:

$$p_i = n_i / N$$

$$n_i = \text{n}^\circ \text{ total de indivíduos por espécie}$$

$$N = \text{n}^\circ \text{ total de indivíduos}$$

O resultado é dado em bit/ind, considerando:

$$H > 3,0 = \text{diversidade alta;}$$

$$2,0 < H \leq 3,0 = \text{diversidade média;}$$

$$1,0 < H \leq 2,0 = \text{diversidade baixa;}$$

$$H \leq 1,0 = \text{diversidade muito baixa.}$$

A equidade será calculada através da fórmula:

$$E = H' / \ln S$$

Onde:

$$H' = \text{índice de Shannon}$$

$$S = \text{número total de espécies}$$

O resultado varia entre 0 e 1, sendo os valores >0,5 aqueles em que indivíduos estão bem distribuídos nas espécies.

### 6.1.6 - Dominância

Índice de dominância (ROSEMBERG & RESH, 1993) é representado pelo maior valor de abundância relativa ( $n_i/N$ ) da amostra.

$$\text{DOM} = n_i/N$$

Onde:

$n_i$  = densidade do táxon  $i$

$N$  = densidade total





## 8 - BASE LEGAL

O presente programa considera os objetivos e as diretrizes gerais estabelecidas pela Lei 9433/1997, da Política Nacional de Recursos Hídricos. Para fins de comparação da condição de qualidade da água serão utilizados os padrões definidos pela Resolução CONAMA 357/2005. Para critérios de balneabilidade será utilizada a Resolução CONAMA 274/2000. Para análise de sedimentos será considerado o disposto na Resolução CONAMA 344/2004. Em pontos de captação de água para consumo humano será seguido o estabelecidos pela Portaria MS 518/2004. Este programa também considera o atendimento à Licença Prévia n° 251/2007 e Licença de Instalação n° 540/2008.

## 9 - EQUIPE TÉCNICA

A equipe técnica envolvida na execução do monitoramento de limnológico e de macrófitas aquáticas do AHE Santo Antônio, contará com biólogos especialistas em fitoplâncton, zooplâncton, bentos e macrófitas. Também contará com a presença de um modelista e um especialista em sistema de monitoramento em tempo real. O acompanhamento do trabalho será feita por limnólogo pesquisador, com reconhecimento nacional e internacional na área de atuação. A equipe completa será incorporada após início efetivo dos trabalhos.

Profissional	Formação	Função	Registro Geral / IBAMA
Gina Boemer	Biólogo	Coordenação Geral	CRBio: 35253-04-D IBAMA: 590812
João Durval	Biólogo	Coordenador do Monitoramento	CRBio: 35214/01-D
Víctor de Avelar Marques	Biólogo	Técnico	CRBio: 55599/02 IBAMA: 1965080

## 10 - REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AHERKOVICH, G. & G. W. SCHMIDT. *Phytoplanktontaxa in den Zentralamazonischen Schwemmlandensee. Lago do Castanho. Amazoniana*, 5(2):243-283. 1974.

AHERKOVICH, G. & H. RAI. *Algen aus den Rio Negro und seinen Nebenflüssen. Amazoniana*. 6(4):611-638. 1979.

AHERKOVICH, G. & M. FRANKEN. *Aufwuchsalgen aus Zentralamazonischen Regenwaldächen. Amazoniana*, 7(1):49-79. 1980.

AHERKOVICH, G. *Algen aus den Flüssen Rio Negro und Rio Tapajós. Amazoniana*, 5(4):65-515. 1976.

AHERKOVICH, G. *Algen aus einigen Gewässern Amazoniens. Amazoniana*, 7(2):191-219. 1981.

AHERKOVICH, G. *Phytoplankton*, pp 295-310. In: Sioli, H. (ed.) *The Amazon: Limnology and Landscape Ecology of a Mighty Tropical River and its Basin. Monographia Biologicae* 56. Dr. W. Junk Publishers, Dordrecht, The Netherlands. 1984.

AIDAR, E.; GAETA, S.A. *et al. Ecossistema costeiro subtropical: nutrientes dissolvidos, fitoplâncton e clorofila-a e suas relações com as condições oceanográficas na região de Ubatuba, SP. Publicação Especial do Instituto Oceanográfico*, 10: 9-43. 1993.

APHA. *Standard methods for the examination of water and wastewater*. 21 ed. American Public Health Association, Washington. 2005.

BIRD, D. F., PRAIRE, Y. T. *Practical guidelines for the use of zooplankton length-weight regression equations. J. Plankton Res.* 7: 955-960. 1985.

BOLTOVSKOY, D. *Estimación de la cantidad de la agua filtrada. Em: Atlas del zooplâncton del Atlantico Sudoccidental. Boltovskoy, D. (Ed). INIDEP*, 635: 87-93. 1981.

BONECKER, A.C.T.; BONECKER, S.L.C. & BASSANI, C. *Plâncton marinho. In: Pereira, R.C. & Soares-Gomes, A. Biologia Marinha. Rio de Janeiro: Interciência*, p. 103-125. 2002.

BOTTRELL, H. H., DUNCAN, A., *et al. A review of some problems in zooplankton production studies. Norw. J. Zool.* 24: 419-456. 1976.

BOURRELLY, P. Les algues d'eau douce: initiation à la systematique, Vol. 2: les algues jaunes et brunes, les Chrysophycées, Phéophycées, Xanthophycées e Diatomées. Editions N. Boubée e Cie, Paris. 438pp. 1968.

BOURRELLY, P. Les algues d'eau: Initiation à la sytematique, Vol. 3: les algues bleues et rouges, les Euglénies, Peridiniens et Cryptomonadine. Paris: Editions N. Boubés e Cie, Paris. 512pp. 1970.

CONAMA. Resolução n° 20 de 18/06/86. Brasília. 1986.

DARWICH, A. J. Processos de decomposição de *Echinochloa polystachya* (H. B. K.) Hitchcock (Graminae = Poaceae), capim semi-aquático da várzea amazônica. Tese de Doutorado, Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia/Universidade Federal do Amazonas, Manaus, Amazonas. 327pp. 1995.

DEPAULA, F. C. F. Geoquímica de sedimentos do rio Madeira (RO) e de alguns afluentes da margem direita. Dissertação de Mestrado. Universidade Federal Fluminense, Niterói, RJ, Brasil. 76p. 1990.

DUMONT, H. J., VAN DE VELDE, I., DUMONT, S. The dry weight estimate of biomass in a selection of cladocera, copepoda and rotifera from the plankton, periphyton and benthos of continental waters. *Oecologia* (Berl.) 19: 75-97. (1975)

FÖRSTER, K. Desmidiaceen aus Brasilien, 1: Nord Brasilien. *Revue Algologique*, nov. sér. 7(1): 38-92. 1963.

FÖRSTER, K. Desmidiaceen aus Brasilien, 2: Bahia, Goyaz, Piauhi und Nord Brasilien. *Hidrobiologia*, 23(3/4): 321-505. 1964.

FÖRSTER, K. Amasonische Desmidiaceen, 1: Areal Santarém. *Amazoniana*, 2(1/2): 5-231. 1969.

FÖRSTER, K. Amazonische Desmidiaceen, 2: Areal Maués-Abacaxis. *Amazoniana*, 5(2): 135-242. 1974.

GOLTERMAN, H. L. & F. A. Kouwe. Chemical budgets and nutrient pathways, pp. 85-140. In: Le Cren, E. D. & R. H. Lowe-McConnell (eds.) *The Functioning of Freshwater Ecosystems*, IBP 22. Cambridge University Press, London. 1980.

- GOLTERMAN, H. L., R. S. Clymo & M. A. Ohnstad. **Methods for Physical and Chemical Analysis of Fresh Waters**. 2nd ed. IBP Handbook n° 8. Blackwell Scientific Publications, Oxford. 214pp. 1978.
- GRAHAM, L. & Wilcox, G. **Algae**. Upper Sadle River, Prentice Hall. 2000.
- KREBS, C.J. **Ecological Methodology**. Second Edition. Benjamin Cumings Ed, New York. 620p. 1998.
- LAMPARELLI, M. C. **Graus de trofia em corpos d'água do estado de São Paulo: avaliação dos métodos de monitoramento**. Doctoral Dissertation. São Paulo: Universidade de São Paulo. 235 p. 2004.
- LOURENÇO, S.O. **Cultivo de microalgas marinhas**. Princípios e aplicações. São Carlos, RiMa. 2006.
- Mackereth, F. J. H., J. Heron & J. F. Talling. **Water Analysis: Some Revised Methods for Limnologists**. Freshwater Biological Association, Special Publication 36. 120pp. 1978.
- MAGURRAN, A. E. **Measuring biological diversity**. Blackwell. 2004.
- MANLY, B.F.J. **The design and analysis of research studies**. Cambridge: CambridgeUniversity Press, 353 p. 1994.
- NYBAKKEN, J. W. & BERTNESS, M. D. **Marine biology. An ecological approach 6**. San Francisco, Benjamin Cummings. 2005.
- POMPÊO, M. L. M. As macrófitas aquáticas em reservatórios tropicais: aspectos ecológicos e propostas de monitoramento e manejo In: Pompêo, M. L. M. (Ed) **Perspectivas na Limnologia do Brasil**. Gráfica e Editora União, São Luis, 105-119. 1999.
- PRESCOTT, G. W. **Algae of the Western Great Lakes Area**. With an Illustrated Key to the Genera of Desmids and Freshwater Diatoms. University of Michigan. 977pp. 1962.
- PRESCOTT, G. W., C. E. M., BICUDO & W. C. VINYARD. **A Synopsis of North American Desmids 2(4). Desmidiaceae: Placadermae**. University of Nebraska Press, Lincoln. 700pp. 1982.

PRESCOTT, G. W., H. T., CROASDALE & W. C., VINYARD. Desmidiales, 1: Saccodermae, Mesotaeniaceae. In: North American Flora, sér. 2, part 6. **The New York Botanical Garden**. New York. 84pp. 1972.

PRESCOTT, G. W., H. T., CROASDALE & W. C., VINYARD. **A Synopsis of North American Desmids 2(1). Desmidiaceae: Placodermae**. University of Nebraska Press, Lincoln. 275pp. 1975.

PRESCOTT, G. W., H. T., CROASDALE & W. C. VINYARD. **A Synopsis of North American Desmids 2(2). Desmidiaceae: Placodermae**. University of Nebraska Press, Lincoln. 413pp. 1977.

RODIER, J. **L'analyse de l'eau**. 6a ed. Paris, Bordas. 1136p. 1978.

ROUND, F. E. **The taxonomy of the Chlorophyta, 2**. Br. phycol. J., 6(2): 235-264. 1971.

Sassi, R. & kutner, M.B.B. **Variação sazonal do fitoplâncton da região do saco da Ribeira (Lat. 23° 30'S; Long. 45° 07'W)**, Ubatuba, Brasil. **Boletim do Instituto Oceanográfico**, 31 (2): 29-42. 1982.

STRICKLAND, J. D. H. & PARSONS, T. R. **A practical handbook of seawater analysis**. 2<sup>nd</sup> ed. Bull. 167. Fish. Res. Bd. Canada, Ottawa. 310p. 1972.

THOMASSON, K. **Amazonian Algae**. Inst. Roy. Sc. Nat. Belg., Mém. 2<sup>a</sup> Série, Fasc. 86: 57pp. 1971.

UHELINGER, V. **Étude statistique des méthodes de dénombrement planctonique**. Arch. Sci., 17: 121-123. 1964.

UTERMÖHL, H. **Zur vervollkommnung der quantitativen phytoplankton methodik**. Mitt. Int. ver. Theor. Angew. Limnol. 9: 1-38. 1958.

UTHERMOHL, H. **Zur Vervollkommnung der quantitativen Phytoplankton - Methodik**. Mitt. int. Ver. theor. Angew. Limnol., 9: 1-38. 1958.

WETZEL, R. G. & G. E., LIKENS. **Limnological Analysis**. W. B. Saunders Co. Philadelphia. 357pp. 2000.

WETZEL, R. G., LINKENS, G.E. **Limnological analyses**. New York: Springer-Verlag. 2000.

**ANEXOS**



**ANEXO 1 - MAPA DE LOCALIZAÇÃO DAS ÁREAS DE MONITORAMENTO DE  
LIMNOLOGIA E QUALIDADE DA ÁGUA NA ÁREA DE INFLUÊNCIA DA UHE SANTO  
ANTÔNIO**