

ÍNDICE

4 - Metodologia	1/24
4.1 - Malha amostral.....	1/24
4.2 - Variáveis limnológicas	4/24
4.2.1 - Monitoramento de praias e pontos de captação de água	6/24
4.3 - Variáveis limnológicas do sedimento.....	7/24
4.4 - Comunidades aquáticas	8/24
4.4.1 - Fitoplâncton.....	8/24
4.4.1.1 - Densidade fitoplanctônica (ind.mL ⁻¹)	9/24
4.4.1.2 - Biomassa fitoplanctônica (mm ³ .L ⁻¹).....	9/24
4.4.1.3 - Análise de cianotoxinas	10/24
4.4.2 - Zooplâncton	10/24
4.4.2.1 - Biomassa zooplanctônica	11/24
4.4.3 - Invertebrados bentônicos	12/24
4.4.4 - Macrófitas aquáticas.....	13/24
4.5 - Coleta, armazenamento e preservação das amostras	14/24
4.6 - Análise dos dados.....	17/24
4.6.1 - Análises biológicas	19/24
4.6.1.1 - Riqueza de espécies	19/24
4.6.1.2 - Densidade de organismos	19/24
4.6.1.3 - Índice de diversidade específica e equidade	19/24
4.6.1.4 - Diversidade alfa, beta e gama	20/24
4.6.1.5 - Dominância	21/24
4.6.2 - Análise estatística.....	21/24
4.6.3 - Monitoramento em tempo real e variação nictemeral	23/24

ANEXOS

Anexo 4-1 - Mapa de Localização das Estações de Monitoramento Limnológico

4 - METODOLOGIA

4.1 - MALHA AMOSTRAL

Para execução do monitoramento limnológico foram estabelecidas 23 estações de coleta, sendo 8 estações distribuídas ao longo do rio Madeira, 10 nos tributários, 1 no lago Cuniã, 2 em praias e 2 em pontos de captação de água para abastecimento público (Anexo 4-1).

O código, a descrição e a coordenada geográfica de cada uma das estações ordenadas de montante a jusante são apresentados no Quadro 4-1. A seguir, é feita uma descrição mais detalhada de cada estação.

Quadro 4-1 - Descrição das estações de coleta, com os códigos de identificação e as coordenadas geográficas.

Estações	Descrição	Coordenadas Geográficas	
		Datum SAD 69	
MON.05	Rio Madeira, cerca de 5 km a jusante do eixo da barragem da UHE Jirau	321899.17	8981428.58
CAR	Rio Caripuna, cerca de 1 km a montante de sua foz	321606.33	8983199.06
MON.04	Rio Madeira, cerca de 10 km a montante da foz do rio Jaci-Paraná	337644.21	8985604.16
JAC.01	Rio Jaci-Paraná, cerca de 4 km a montante de sua foz	347854.51	8979745.40
JAC.02	Rio Jaci-Paraná, cerca de 15 km a montante de sua foz	346436.81	8972899.74
PJAC	Praia de Jaci localizada ao lado da BR-364	345529.69	8975747.60
CRC	Rio Caracol, cerca de 1 km a montante de sua foz	348959.07	8983085.52
MON.03	Rio Madeira, 24 km a jusante da desembocadura do rio Jaci-Paraná	359428.14	9001851.72
CEA.01	Igarapé Ceará, a montante da estação CEA	353334.00	8995132.00
MON.02	Rio Madeira, cerca de 25 km a montante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio	380990.09	9013074.41
JAT I.01	Igarapé Jatuarana I, a montante da estação JAT I	385789.41	9031461.30
TEO.01	Igarapé Teotônio, a montante da estação TEO	385124.41	9019646.30
PTEO	Praia do Teotônio	384383.00	9019532.00
MON.01	Rio Madeira, cerca de 8,5 km a montante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio	390573.73	9022457.14
JUS.01	Rio Madeira, cerca de 3 km a jusante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio	397542.39	9028433.71
PCM*	Rio Madeira, no ponto de captação da CAERD	395457	9026094
PCT*	Igarapé Bate Estacas, no ponto de captação da CAERD	333295.64	8971589.24
JAT II	Igarapé Jatuarana II, cerca de 500 m a montante de sua foz	398887.20	9044080.57

Estações	Descrição	Coordenadas Geográficas	
		Datum SAD 69	
BEL	Igarapé Belmont, cerca de 200 m a montante de sua foz	404580.13	9045164.89
JUS.02	Rio Madeira, cerca de 25 km a jusante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio	406449.74	9044504.15
JAM	Rio Jamari, 10 km a montante de sua desembocadura no rio Madeira	411313.27	9049368.89
JUS.03	Rio Madeira, cerca de 20 km a jusante da desembocadura do rio Jamari	456786.59	9081491.73
LC.01	Lago do Cuniã, cerca de 2,5 km a montante de CC.02	444637.18	9080041.07

* monitoramento mensal de cianobactérias e semestral da Série da Resolução CONAMA n° 357/05.

Rio Madeira

- Estação Montante 05 (MON.05) - localizada no rio Madeira, a jusante da cachoeira de Jirau, sendo a estação mais a montante na área de influência do futuro reservatório da UHE Santo Antônio.
- Estação Montante 04 (MON.04) - localizada no rio Madeira, cerca de 10 km a montante da foz do rio Jaci-Paraná.
- Estação Montante 03 (MON.03) - localizada no rio Madeira, cerca de 24 km a jusante da desembocadura do rio Jaci-Paraná.
- Estação Montante 02 (MON.02) - localizada no rio Madeira, cerca de 25 km a montante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio.
- Estação Montante 01 (MON.01) - localizada no rio Madeira, cerca de 8,5 km a montante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio.
- Estação Jusante 01 (JUS.01) - localizada no rio Madeira, cerca de 3 km a jusante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio. Nessa estação foi realizada a avaliação limnológica de toda a água vertida do reservatório da hidrelétrica. É também um ponto de forte mistura da coluna de água.
- Estação Jusante 02 (JUS.02) - localizada no rio Madeira, cerca de 25 km a jusante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio.
- Estação Jusante 03 (JUS.03) - localizada no rio Madeira, cerca de 20 km a jusante da foz do rio Jamari e 113 km a jusante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio.

Tributários

- Estação Caripuna (CAR) - localizada no rio Caripuna, cerca de 1 quilômetro a montante da desembocadura desse rio na margem esquerda do rio Madeira. A foz desse rio está a cerca de 6 km a jusante do eixo da barragem da UHE Jirau.
- Estação Jaci-Paraná 01 (JAC.01) - localizada no rio Jaci-Paraná, 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 do eixo da barragem da UHE Santo Antônio.
- Estação Jaci-Paraná 02 (JAC.02) - localizada no rio Jaci-Paraná, cerca de 15 km a montante de sua foz.
- Estação Caracol (CRC) - localizada no rio Caracol, cerca de 1 quilômetro a montante de sua foz. A sua desembocadura, na margem direita do rio Madeira, está a cerca de 2 km a jusante da confluência do rio Jaci-Paraná.
- Estação Ceará (CEA.01) - localizada no igarapé Ceará, cerca de 10 quilômetros a montante de sua foz no rio Madeira.
- Estação Teotônio (TEO.01) - localizada no igarapé Teotônio. Início do monitoramento foi a partir da 1ª etapa do enchimento do reservatório.
- Estação Jatuarana I 01 (JAT I.01) - localizada no igarapé Jaturana I, cerca de 10 km a montante de sua foz. O monitoramento nesta estação teve início a partir da 1ª etapa do enchimento do reservatório.
- Estação Jatuarana II (JAT II) - localizada no igarapé Jatuarana II, cerca de 500 m a montante de sua desembocadura 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 Belmont (BEL) - localizada no igarapé Belmont, cerca de 200 m a montante de sua foz na margem direita do rio Madeira. A foz desse igarapé está a cerca de 2 km a jusante da estação JUS.02.
- Estação Jamari (JAM) - localizada no rio Jamari, cerca de 10 km a montante de sua desembocadura no rio Madeira. O Jamari desemboca na margem direita do rio Madeira, cerca de 93 km a jusante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio.

Lagos Cuniã

- Estação Lago do Cuniã 01 (LC.01) - localizada na região mais profunda do principal lago-abastecedor do Cuniã.

Captação de Água

- Ponto de Captação CAERD rio Madeira (PCM) - localizada na margem direita do rio Madeira, cerca de 3 km a jusante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio.
- Ponto de Captação CAERD igarapé Bate Estacas (PCT) - localizada no igarapé Bate Estacas, afluente da margem direita do rio Madeira.

Praias

- Praia de Jaci (PJAC) - localizada na margem esquerda do rio Jaci-Paraná, próximo à estação JAC.01, ao lado da BR-364.
- Praia do Teotônio (PTEO) - localizada na margem direita do rio Madeira, no assentamento Vila Nova do Teotônio, cerca de 1 km a montante da estação TEO.

4.2 - VARIÁVEIS LIMNOLÓGICAS

Na coluna d'água, todas as estações serão amostradas trimestralmente para todas as variáveis, totalizando quatro coletas anuais (Quadro 4-2).

As técnicas de análise das amostras seguiram 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 tiveram por base as recomendações do programa biológico internacional para ambientes aquáticos (Golterman *et al.* 1978). Foram considerados, entre outros, os fundamentos técnicos descritos por Strickland & Parsons (1972), Rodier (1978), Mackereth *et al.* (1978), e Wetzel & Likens (2000). O Quadro 4-2 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 utilizadas como alternativas, caso necessário.

Quadro 4-2 - Variáveis limnológicas a serem monitoradas,
 unidade de medida, metodologia e limite de detecção do método.

Coluna d'água - Abióticas	Unidade	Método/Equipamento	LQ	Nº de medições
Temperatura do ar	°C	termômetro digital	0,1	1 (atmosfera)
Profundidade	m	Ecobatímetro	0,1	1
Zona eufótica	m	disco de Secchi	0,05	1
Cor	mg Pt/L	Colorímetro	0,1	1 (sup. e fundo)*
Velocidade de corrente	m/s	Fluxômetro	0,1	1 (sup.)
Temperatura da água	°C	sonda YSI 6920	0,1	perfil vertical
Turbidez	NTU	turbidímetro - sonda YSI 6920	0,01	perfil vertical
Sólidos em suspensão	mg/L	Gravimétrico	0,1	2 (sup. e fundo)**
Sólidos totais dissolvidos	mg/L	Gravimétrico	0,1	2 (sup. e fundo)**
Sólidos totais	mg/L	Calculado	0,1	2 (sup. e fundo)**
Condutividade elétrica	µS/cm	potenciométrico - sonda YSI 6920	0,1	perfil vertical
Potencial hidrogeniônico (pH)		potenciométrico - sonda YSI 6920	0,001	perfil vertical
Oxigênio - porcentagem de saturação	%	oxímetro - sonda YSI 6920	0,1	perfil vertical
Oxigênio - concentração	mg/L	oxímetro - sonda YSI 6920	0,01	perfil vertical
Demanda bioquímica de oxigênio -DBO	mg/L	incubação por 5 dias	0,1	2 (sup. e fundo)*
Demanda Química de oxigênio - DQO	mg/L	Espectrofotometria	0,1	2 (sup. e fundo)*
Carbono inorgânico	mg/L	analisador de carbono	0,05	2 (sup. e fundo)*
Carbono orgânico total	mg/L	analisador de carbono	0,05	2 (sup. e fundo)*
Carbono total	mg/L	analisador de carbono	0,05	2 (sup. e fundo)*
Carbono orgânico dissolvido	mg/L	analisador de carbono	0,05	2 (sup. e fundo)*
Alcalinidade	mg/L	titulação potenciométrica	0,1	2 (sup. e fundo)**
Na ⁺ , K ⁺ , Ca ²⁺ , Mg ²⁺	mg/L	Método 3125 espectrometria de massa com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/MS)	1	2 (sup. e fundo)**
Cl ⁻ , SO ₄ ⁼ , HCO ₃ ⁻	mg/L	espectroscopia/absorção atômica	0,01	2 (sup. e fundo)**
Nitrogênio amoniacal	µg/L	Espectrofotometria	1	2 (sup. e fundo)***
Nitrito	µg/L	Espectrofotometria	1	2 (sup. e fundo)***
Nitrato	µg/L	Espectrofotometria	1	2 (sup. e fundo)***
Nitrogênio total	µg/L	Espectrofotometria	1	2 (sup. e fundo)***
Nitrogênio orgânico total	µg/L	Espectrofotometria	1	2 (sup. e fundo)***

Coluna d'água - Abióticas	Unidade	Método/Equipamento	LQ	Nº de medições
Ortofosfato	µg/L	Espectrofotometria	1	2 (sup. e fundo)***
Fósforo total dissolvido	µg/L	Espectrofotometria	1	2 (sup. e fundo)***
Fósforo total	µg/L	Espectrofotometria	1	2 (sup. e fundo)***
Fósforo particulado	µg/L	Espectrofotometria	1	2 (sup. e fundo)***
Silicatos reativos	mg/L	Espectrofotometria	0,001	2 (sup. e fundo)***
Ferro dissolvido	µg/L	Método 3125 espectrometria de massa com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/MS)	0,5	2 (sup. e fundo)**
Ferro total	µg/L	espectrometria de massa	1	2 (sup. e fundo)**
Al e Cu dissolvidos	µg/L	Método 3125 espectrometria de massa com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/MS)	0,0001	2 (sup. e fundo)**
Ba, Cd, Co, Cr, Hg, Mn, Ni, Pb, Si, Sn, Zn totais	µg/L	Método 3125 espectrometria de massa com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/MS)	0,0001	2 (sup. e fundo)**
Hg	µg/L	Espectrometria de fluorescência atômica	0,1	2 (sup. e fundo)**
Coluna d'água - Bióticas				
Clorofila a	µg/L	espectrofotometria	0,1	2 (sup. e fundo)***
Pigmentos totais	µg/L	espectrofotometria	0,1	2 (sup. e fundo)***
Coliformes totais	NMP/100 mL	colimétrico colilert	1	1 (sup.)
<i>Escherichia coli</i>	NMP/100 mL	colimétrico colilert	1	1 (sup.)
Cianotoxinas	µg/L	cromatografia	0,001	1 (sup.)

* será analisada na subsuperfície e na profundidade máxima das estações na calha central do rio Madeira e somente na subsuperfície das estações dos tributários e do lago Cuniã.

** será analisada na superfície e na profundidade máxima das estações na calha central do rio Madeira em todas as coletas; e no lago Cuniã a amostragem na profundidade máxima só será realizada quando esta for superior a 2 metros.

*** será analisada na superfície e na profundidade máxima das estações na calha central do rio Madeira em todas as coletas; nos tributários e no lago Cuniã a amostragem na profundidade máxima só será realizada quando esta for superior a 2 metros.

4.2.1 - Monitoramento de praias e pontos de captação de água

Foram avaliadas as densidades de cianobactérias nos pontos de captação de água (PCM e PCT) para abastecimento público. Para monitorar a qualidade da água bruta nos pontos de captação, foi considerado o Artigo 40 da Portaria nº 2914/2011 do Ministério da Saúde, que estabelece o monitoramento semestral das variáveis indicadas pela Resolução CONAMA nº 357/2005 para águas doces de classe 2; mensal para as cianobactérias, quando a densidade não exceder 10.000 cel/mL; e semanal, quando o número de cianobactérias exceder este valor. Também foi realizado o monitoramento dos coliformes totais e termotolerantes (*E. coli*) nas praias de Jaci-Paraná (PJAC) e Teotônio (PTEO). Os resultados obtidos para as praias foram comparados e discutidos com base nos critérios estabelecidos pela Resolução CONAMA 274/2000.

4.3 - VARIÁVEIS LIMNOLÓGICAS DO SEDIMENTO

Os sedimentos superficiais foram coletados em 10 estações de amostragem: Caripuna (CAR), Jaci-Paraná 01 (JAC.01), Caracol (CRC), Ceará (CEA.01), Teotônio (TEO), Montante 03 (MON.03), Jatuarana I (JAT I), Montante 01 (MON.01), Jusante 01 (JUS.01) e Jusante 02 (JUS.02). As amostras de sedimentos superficiais foram coletadas com amostrador de Van Veen modificado, com área de 0,37 m². Após a coleta, o material foi acondicionado em frascos com septo ou sacos de polietileno e mantido resfriado até o momento de preparação e análise das amostras em laboratório. As variáveis analisadas, as unidades de medida, o método e o limite de detecção são apresentados no Quadro 4-3.

Quadro 4-3 - Variáveis analisadas em sedimentos superficiais, unidades de medida, equipamentos utilizados e limites de detecção.

VARIÁVEIS	Unidade	Método / Equipamento	LQ
Sedimentos Superficiais			
Granulometria (areia grossa, areia fina, silte, argila)	g/kg	difração a laser	0,01
Cinzas	% p/p	calcinação / gravimétrico	0,05
Matéria orgânica	% p/p	digestão / calcinação	0,05
Carbono orgânico	% p/p	combustão em forno	0,05
Nitrogênio	mg/kg	POP PA 113 / SMEWW 4500	0,5
Fósforo	mg/kg	SMEWW 3120-C/EPA 6010 C	0,5
Sódio	mg/kg	Método 3120 B/ Espectrometria de emissão óptica com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/ OES)	0,5
Potássio	mg/kg	Método 3120 B/ Espectrometria de emissão óptica com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/ OES)	0,5
Cálcio	mg/kg	Método 3120 B/ Espectrometria de emissão óptica com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/ OES)	0,5
Magnésio	mg/kg	Método 3120 B/ Espectrometria de emissão óptica com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/ OES)	0,5
Al, Ba, Si, Sn	mg/kg	Método 3120 B/ Espectrometria de emissão óptica com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/ OES)	0,5
Cd, Co, Cr, Cu, Mn, Pb, Fe e Zn	mg/kg	Método 3120 B/ Espectrometria de emissão óptica com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/ OES)	0,5
Hg	mg/kg	POP AP 037/ Espectrometria de fluorescência atômica	0,004

4.4 - COMUNIDADES AQUÁTICAS

4.4.1 - Fitoplâncton

A estrutura da comunidade fitoplanctônica foi avaliada a partir da composição, abundância e biovolume, através de amostras quantitativas e qualitativas obtidas coletadas na subsuperfície da coluna d'água. Para análises quantitativas as amostras foram coletadas por passagem do frasco diretamente na subsuperfície. As profundidades máximas foram amostradas somente nos tributários e lago Cuniã por meio de garrafa de VanDorn, quando a profundidade foi superior a 2 m. 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 análises qualitativas as amostras foram coletadas por meio de rede de plâncton de 20 µm. As amostras foram preservadas em solução transeau e solução de lugol para as análises qualitativas e quantitativas, respectivamente. A quantificação das populações foi feita pelo método de sedimentação de Utermöhl (1958) com aumento de 400x ou 1000x em microscópio invertido. A identificação sistemática foi realizada, sempre que possível, em nível de espécie, por análise comparativa com a literatura especializada e atualizada, com base nas características morfológicas e morfométricas das vidas vegetativa e reprodutiva. Com relação ao sistema de classificação das classes, foi adotado aquele estabelecido por Hoek (1997), exceto para diatomáceas (Round, 1990) e cianobactérias (Komárek e Anagnostidis, 1999).

Amostras qualitativas foram examinadas em microscópio Olympus BH2 equipado com câmera digital para captura de imagem (Image Pro Plus) a fim de observar características morfológicas necessárias à identificação das espécies e de documentar os táxons mais importantes. Com a finalidade de obter uma lista mais detalhada da biodiversidade fitoplanctônica, sobretudo das algas maiores, geralmente mais raras, as amostras qualitativas foram observadas em câmaras de sedimentação de 2 mL em microscópio invertido em dois transectos (longitudinal e transversal) em um aumento de 200x. As identificações foram feitas sempre que possível em nível de espécie, com base nas características morfológicas e morfométricas das vidas vegetativa e reprodutiva das populações, utilizando-se bibliografia atualizada e específica.

Os grandes grupos taxonômicos (cianobactérias = Cyanobacteria; criptofíceas = Cryptophyceae; dinoflagelados = Dinophyceae, diatomáceas = Bacillariophyceae, crisofíceas = Chrysophyceae; xantofíceas = Xanthophyceae; rafidofíceas = Raphidophyceae; euglenóides = Euglenophyceae; clorofíceas = Chlorophyceae; zignematofíceas = Zygnematophyceae e Oedogoniófíceas = Oedogoniophyceae) foram identificados de acordo com os critérios estabelecidos por Hoek 1993, exceto para cianobactérias (Komárek & Anagnostidis 1999) e diatomáceas (Round *et al.* 1993).

4.4.1.1 - Densidade fitoplanctônica (ind.mL⁻¹)

Para determinação da abundância das populações fitoplanctônicas (ind mL⁻¹) as amostras foram colocadas em câmaras de sedimentação de 2 ou 10 mL, dependendo das concentrações de abioseston em relação às algas. O tempo de sedimentação foi de pelo menos três horas para cada centímetro de altura da câmara (Margalef, 1983). A enumeração dos organismos (células, colônias, filamentos) foi feita em campos aleatórios (Uheling, 1964) em microscópio invertido, marca Zeiss Oberkochen, modelo Axiovert. Os organismos foram enumerados, sempre que possível, em número suficiente para alcançar 100 indivíduos da espécie mais frequente, sendo o erro inferior a 20% ($p < 0,05$; Lund *et al.* 1958). Quando não foi possível utilizar esse critério (amostras com algas escassas e detrito abundante), foram enumerados indivíduos em tantos campos aleatórios quantos os necessários para que se estabilizasse o número de espécies adicionadas por campo (método da área mínima), a fim de garantir uma representatividade qualitativa mínima das espécies.

4.4.1.2 - Biomassa fitoplanctônica (mm³.L⁻¹)

A biomassa pode ser considerada 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 foi estimada pelo cálculo 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 foi calculado a partir de modelos geométricos aproximados à forma dos indivíduos, como esferas, cilindros, cones, paralelepípedos, pirâmides, elipsóides e outros (Wetzel & Likens, 2001). Considerando a equivalência entre biovolume e biomassa, no presente relatório os resultados estão expressos em biovolume.

4.4.1.3 - 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. As amostras serão armazenadas em frascos âmbar e mantidas refrigeradas. As microcistinas, cilindropermopsinas e saxitoxinas serão analisadas de acordo com protocolos internacionalmente reconhecidos. Cilindropermopsinas por HPLC, microcistinas por método imunoenzimático (ELISA) Kit Microcistinas Beacon Analytical Systems e saxitoxinas por cromatografia, de acordo com Oshima (1995).

Nesta campanha de vazante, não foram encontradas densidades de cianobactérias acima dos limites supracitados nos locais monitorados.

4.4.2 - Zooplâncton

Para a análise da comunidade zooplanctônica as amostras foram obtidas com o auxílio de uma bomba elétrica, coletados na subsuperfície e nas profundidades máximas dos tributários e lago Cuniã quando estas foram superiores a 2 m. Os organismos foram filtrados em uma rede de plâncton de 68 mm de abertura de malha. O material coletado foi mantido em frascos de polietileno e fixado em solução de formaldeído a 4%, tamponada com carbonato de cálcio. A composição zooplanctônica foi avaliada utilizando-se lâminas e lamínulas comuns, microscópio estereoscópico e microscópio óptico. As densidades das espécies foram estimadas (em indivíduos por m^{-3}) por contagem, em câmaras de Sedgwick-Rafter, de alíquotas de 1 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, foi realizada uma análise qualitativa das mesmas. Assim, cada amostra e sub-amostras foram analisadas até que nenhuma nova espécie tenha sido encontrada. A riqueza de espécies foi dada pelo número de espécies presentes em cada amostra.

4.4.2.1 - Biomassa zooplanctônica

A biomassa zooplanctônica foi determinada a partir das equações de relação peso-comprimento dos indivíduos de acordo com as fórmulas amplamente utilizadas na literatura para cada grupo planctônico (Dumont *et al.*, 1975; Bottrell *et al.*, 1976; McCauley, 1984; Bird e Praire, 1985). O peso seco é obtido mediante a pesagem de grupos de indivíduos, previamente medidos, em uma microbalança. Quando não houver fórmulas 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 uma estimativa que surge ao combinar o número de indivíduos (N) de uma classe de tamanho ou corte 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 (McCauley, 1984):

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

Onde:

$\ln w$ = logaritmo natural do peso seco (μg),

$\ln a$ = estimativa da intercepção, b = estimativa da inclinação da reta,

$\ln L$ = comprimento médio dos indivíduos da amostra. 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:

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

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.

4.4.3 - Invertebrados bentônicos

Para caracterização dos invertebrados bentônicos foram analisadas as amostras de sedimentos coletadas, em triplicata, em 10 estações: Caripuna (CAR), Jaci - Paraná 01 (JAC.01), Caracol (CRC), Ceará (CEA.01), Teotônio (TEO), Montante 03 (MON.03), Jatuarana I (JAT I), Montante 01 (MON.01), Jusante 01 (JUS.01) e Jusante 02 (JUS.02).

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

Os organismos das comunidades de Ephemeroptera, Plecoptera e Trichoptera (EPT) e Odonata foram identificados em nível de gênero, sempre que possível. Os indivíduos coletados e identificados foram 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; 2001) e Callisto *et al.* (2000). Os Grupos de alimentação funcional e hábitos dos organismos (GAF) considerados foram: predador (perfurador ou engolfador), coletor (filtrador ou reunidor), triturador e raspador. Os hábitos foram: 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 invertebrados bentônicos como bioindicadores, segundo Barbosa *et al.* (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).

4.4.4 - Macrófitas aquáticas

A análise da composição e estrutura da comunidade de macrófitas foi feita a partir do rastreamento em campo dos estandes nas localidades próximas às estabelecidas pelo Programa de Monitoramento Limnológico. Uma vez detectada a ocorrência dos estandes, foi determinada a área ocupada pelas macrófitas por meio de telêmetro e estimativa visual. As amostras quantitativas de macrófitas aquáticas foram coletadas em triplicata através de um quadrado de 1 m² de área (1 m x 1 m). Foram coletadas amostras qualitativas para identificação e herborização, além de alíquotas para a determinação da composição e de elementos traço. No laboratório as amostras quantitativas foram secas em estufa para a determinação do peso seco.

Para execução do monitoramento da macrófitas aquáticas foram 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); a biomassa de cada espécie presente na comunidade e sua dominância.

O Quadro 4-4 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 analisada.

Quadro 4-4 - Variáveis analisadas em macrófitas aquáticas, unidades de medida, equipamentos utilizados e limites de detecção.

Variáveis	Unidade	Método/Equipamento	LQ
Macrófitas Aquáticas			
Identificação	sp	chaves	1
Cinzas	% p/p	calcinação	0,05
Matéria orgânica	% p/p	digestão / calcinação	0,05
Carbono orgânico	% p/p	combustão em forno _ IAC	0,05
Sódio	mg/kg	digestão / espectrometria massa	0,5
Potássio	mg/kg	digestão / espectrometria massa	0,5
Cálcio	mg/kg	digestão / espectrometria massa	0,5
Magnésio	mg/kg	digestão / espectrometria massa	0,5
Al, Ba, Si, Sn	mg/kg	espectrometria de massa com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/OES)	0,5
Cd, Co, Cr, Cu, Mn, Ni, Pb, Zn	mg/kg	espectrometria de massa com fonte de plasma indutivamente acoplado (ICP/OES)	0,05
Hg	mg/kg	digestão/absorção atômica com gerador vapor frio	0,5

A escala de abundância de Domin-Krajina foi 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 foi estimada através dos índices não-paramétricos Jackknife e Chao 2 por meio do programa EstimateS (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 estão descritas a seguir:

Estimador Jackknife de primeira ordem

$$S_{jack1} = S_{obs} + Q1 \left(\frac{m-1}{m} \right)$$

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

$$S_{chao2} = S_{obs} + \left(\frac{Q1^2}{2Q2} \right)$$

Onde:
 Q2 = número de espécies amostradas em dois pontos.

4.5 - COLETA, ARMAZENAMENTO E PRESERVAÇÃO DAS AMOSTRAS

Os procedimentos de coleta, armazenamento e preservação das amostras encontram-se sumarizados no Quadro 4-5, que foi elaborado com base nas orientações da APHA (1998), do “*Guia Nacional de Coleta e Preservação de Amostras: Água, Sedimento, Comunidades Aquáticas e Efluentes Líquidos*”, publicado pela Agência Nacional de Águas (CETESB/ANA, 2011), e de Wetzel & Likens (2000).

Quadro 4-5 - Procedimentos de preservação, armazenamento e tempo de estocagem de amostras para as análises das variáveis limnológicas.

Variável	Recipiente	Quantidade de Amostra	Preservação	Armazenamento	Prazo de Validade
Alcalinidade	P,V	250 mL	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4±2°C	24h
Carbono inorgânico	V	300 mL	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4±2°C	7 a 28 dias
Carbono orgânico total e orgânico dissolvido	P,V	300 mL	1 gota de H ₃ PO ₄	Refrigeração a 4±2°C	7 a 28 dias
Cianotoxinas	VA	1L	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração entre 4 e 8°C e proteger da luz	48h
Cl ⁻ , SO ₄ ²⁻ , HCO ₃ ⁻	P,V	100 mL	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4±2°C	N.R.
Clorofila a, pigmentos totais	VA	1L	Resfriamento (em gelo) e proteger da luz	Refrigeração entre 4 e 10°C e proteger da luz	28 dias
Coliformes	P,V,SP	100 mL	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração entre 2 e 8°C e proteger da luz; não congelar	8 a 24 horas
Condutividade elétrica	-	-	-	-	Imediatamente
Cor	P,V	250 mL	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4±2°C	48h
Demanda bioquímica de oxigênio -DBO	P,V	2 frascos de 1L	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4±2°C	14 dias
Fitoplâncton	P,V	100 mL	Lugol	Manter ao abrigo da luz	3 meses
Metais e semimetais	P,V	250 mL	HNO ₃ até pH<2; resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4±2°C	6 meses; mercúrio: 28 dias
Na ⁺ , K ⁺ , Ca ²⁺ , Mg ²⁺	P,V	100 mL	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4±2°C	N.R.
Nitrogênio amoniacal, nitrito, nitrato, nitrogênio orgânico total e nitrogênio total	P,V	250 mL	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4±2°C	7 dias
Ortofosfato, fósforo total dissolvido e fósforo total	P,V	250 mL	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4±2°C	28 dias
Oxigênio -concentração	-	-	-	-	Imediatamente
Oxigênio -percentagem de saturação	-	-	-	-	Imediatamente
Potencial hidrogeniônico (pH)	-	-	-	-	Imediatamente

Variável	Recipiente	Quantidade de Amostra	Preservação	Armazenamento	Prazo de Validade
Profundidade	-	-	-	-	Imediatamente
Silicatos reativos	P,V	250 mL	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4±2°C	28 dias
Sólidos totais, dissolvidos e em suspensão	P,V	500 mL	Resfriamento (em gelo)	Refrigeração a 4±2°C	7 dias
Temperatura da água	-	-	-	-	Imediatamente
Turbidez	-	-	-	-	Imediatamente
Velocidade de corrente	-	-	-	-	Imediatamente
Zona eufótica	-	-	-	-	Imediatamente
Zooplâncton	P,V (250 mL)	Filtração de 100L de amostra	Formol	Manter ao abrigo da luz	Indeterminado

Legenda: P = Plástico; VA = vidro âmbar; V = vidro; SP = saco plástico; N.R. = não referenciada.

4.6 - ANÁLISE DOS DADOS

Foram feitas discussões em torno da variação espaço-temporal das estações do rio Madeira, dos tributários e do lago Cuniã. Além disso, foi feita a média e o desvio padrão para cada variável para o rio Madeira e tributários, e, quando cabível, todos os parâmetros foram comparados com seus respectivos limites estabelecidos pela Resolução CONAMA nº 357/2005, para água doce de Classe 2, destacando as estações que apresentarem valores fora dos valores previstos nesta resolução. Para a classificação do sedimento, na ausência de uma resolução específica, foi utilizada como referência a Resolução CONAMA nº 454/2012, que estabelece diretrizes gerais para o gerenciamento do material a ser dragado em águas jurisdicionais brasileiras.

O estado trófico das estações dos tributários e do lago Cuniã (LC.01) foi definido usando-se o Índice de Estado Trófico (IET) proposto por Carlson (1977) e modificado por Lamparelli (2004). Neste índice, são levadas em consideração as concentrações de clorofila a e de fósforo total, havendo distinção na fórmula para calcular o IET para rios e para reservatórios. Dentre as estações amostradas, as dos tributários foram enquadradas dentro de rios, ao passo que a estação LC.01 foi enquadrada em reservatório. As fórmulas usadas estão expressas a seguir:

Rios

$$IET(CL) = 10 \times \left(6 - \frac{0,7 - 0,6 \times (\ln CL)}{\ln 2} \right) - 20$$

$$IET(PT) = 10 \times \left(6 - \frac{0,42 - 0,36 \times (\ln CL)}{\ln 2} \right) - 20$$

Reservatórios

$$IET(CL) = 10 \times \left(6 - \frac{0,92 - 0,34 \times (\ln CL)}{\ln 2} \right)$$

$$IET(PT) = 10 \times \left(6 - \frac{1,77 - 0,42 \times (\ln PT)}{\ln 2} \right)$$

Onde:

PT = concentração de fósforo total em $\mu\text{g.L}^{-1}$

CL = concentração de clorofila em $\mu\text{g.L}^{-1}$

Ln = logaritmo natural

O resultado do IET é a média aritmética simples dos índices relativos ao fósforo total e à clorofila a, segundo a equação:

$$IET = \left[\frac{IET(PT) + IET(CL)}{2} \right]$$

O critério usado para a classificação da trofia dos ambientes amostrados foi o seguinte:

Estado Trófico	Critério	P-total (mg PO ₄ ⁻³ .m ⁻³)	Clorofila a – (mg.m ⁻³)
Ultraoligotrófico	IET <47	P ≤ 8	CL ≤ 1,17
Oligotrófico	47 < IET < 52	8 < P ≤ 19	1,17 < CL ≤ 3,24
Mesotrófico	52 < IET < 59	19 < P ≤ 52	3,24 < CL ≤ 11,03
Eutrófico	59 < IET < 63	52 < P ≤ 120	11,03 < CL ≤ 30,55
Supereutrófico	63 < IET < 67	120 < P ≤ 233	30,55 < CL ≤ 69,05
Hipereutrófico	IET > 67	233 < P	69,05 < CL

Para classificação da qualidade da água das estações amostradas foi utilizado o Índice de Qualidade da Água (IQA), desenvolvido pela *American National Sanitation Foundation* e adaptado pela CETESB. O IQA é determinado pelo produto ponderado das qualidades de água correspondentes aos seguintes parâmetros: oxigênio dissolvido, coliformes fecais, pH, turbidez, sólidos totais, nitrogênio total, fósforo total, demanda bioquímica de oxigênio (DBO) e temperatura. Vale destacar que, para efeito de cálculo do IQA para as estações amostradas, os coliformes fecais da fórmula foram substituídos pelos dados de *Escherichia coli*. Cada parâmetro possui um peso e um valor de qualidade correspondente, definido a partir de uma curva média de variação de qualidade. Os cálculos usados para calcular o IQA estão explicitados a seguir:

$$IQA = \prod_{i=1}^n q_i^{w_i}$$

Onde:

- qi = qualidade do i-ésimo parâmetro, um número entre 0 e 100, obtido da curva média de variação de qualidade, em função de sua concentração ou medida;
- wi = peso correspondente ao i-ésimo parâmetro, um número entre 0 e 1, atribuído em função da sua importância para a conformação global de qualidade, sendo que o somatório de todos os wi é igual a 1.

O IQA varia em uma escala de 0 a 100, como é mostrado a seguir:

- Ótima 79 < IQA ≤ 100
- Boa 51 < IQA ≤ 79
- Regular 36 < IQA ≤ 51
- Ruim 19 < IQA ≤ 36
- Péssima IQA ≤ 19

4.6.1 - Análises biológicas

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

4.6.1.1 - Riqueza de espécies

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

4.6.1.2 - Densidade de organismos

As densidades de organismos foram calculadas em relação ao volume (fitoplâncton - ind/mL; zooplâncton - ind/L) ou área (invertebrados bentônicos e macrófitas - ind/m²) nas estações de coleta.

4.6.1.3 - 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 foi o de Shannon (Shannon & Weaver, 1949) através da fórmula:

$$H' = -\sum p_i \log_2 P_i$$

Onde:
 $p_i = n_i / N$
 $n_i =$ nº total de indivíduos por espécie
 $N =$ nº total de indivíduos

O resultado é dado em bit/ind, considerando:

Diversidade altaH > 3,0

Diversidade média2,0 < H ≤ 3,0

Diversidade baixa1,0 < H ≤ 2,0

Diversidade muito baixaH ≤ 1,0

A equidade foi calculada através da fórmula:

$E = \frac{H'}{\ln S}$	Onde: H' = índice de Shannon S = 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.

4.6.1.4 - Diversidade alfa, beta e gama

Para avaliar as diversidades alfa, beta e gama foram consideradas somente as amostras quantitativas, devido à comparabilidade metodológica no esforço de quantificação e identificação das comunidades. Para diversidade beta foi apresentada análise espacial em todos os relatórios. A análise sazonal foi feita nos relatórios consolidados e a interanual após o segundo ano de monitoramento. A diversidade regional (diversidade gama) foi avaliada pela composição (total de táxons presentes em todas as amostras). A diversidade local (diversidade alfa) foi estimada através da riqueza específica em cada estação, da diversidade específica e da equitabilidade.

A diversidade beta, que informa quão heterogêneo é o grupo de estações amostradas em relação à riqueza de espécies, foi estimada a partir do índice B-1 de Harrinson *et al.* (1982) conforme expresso a seguir:

$\beta - 1 = \left[\frac{\left(\frac{Y}{\alpha \text{ med}} \right) - 1}{N - 1} \right] \times 100$	Onde: B-1 = taxa de intercâmbio de espécies Y = diversidade gama α med = riqueza de espécies média entre os sistemas N = número de sistemas
---	---

4.6.1.5 - Dominância

Índice de dominância (Rosenberg & Resh, 1993) foi representado pelo maior valor de abundância relativa (n_i/N) da amostra.

$$DOM = \frac{n_i}{N}$$

Onde:
 n_i = densidade do táxon i
 N = densidade total

4.6.2 - Análise estatística

Os dados abióticos e bióticos obtidos neste monitoramento foram analisados por meio de testes estatísticos com análises multivariadas. Análises de Componentes Principais (ACP) foram usadas com a finalidade de identificar gradientes nas variações espaciais e/ou temporais das variáveis físicas e químicas da água em relação às amostras de cada compartimento (PC-Ord 5.1, McCune & Mefford 1999). As variáveis limnológicas de maior importância ecológica foram consideradas nessas análises (Cor: cor verdadeira, Cond.: condutividade elétrica, pH: potencial hidrogeniônico, Turb.: turbidez, OD: oxigênio dissolvido, STD: sólidos totais dissolvidos, DBO: demanda bioquímica de oxigênio, COD: carbono orgânico dissolvido, Alc.: alcalinidade, NT: nitrogênio total, PT: fósforo total, Chl- a : clorofila a , E.coli: *Escherichia coli*). Todas as variáveis foram transformadas em $\text{Log}_{10}(x+1)$, com exceção do pH.

A fim de melhor entender possíveis efeitos do represamento nas variáveis da coluna d'água, foram feitos testes estatísticos comparando os resultados da campanha atual e demais campanhas da fase de operação neste período, com as campanhas realizadas nas fases de pré-enchimento e enchimento+estabilização. A observação de diferenças significativas entre as fases foram discutidas em função da influência do represamento e da variação interanual da intensidade e duração do pulso de inundação, além de outros fatores naturais, que também podem causar diferenças entre um período e outro. Nos casos em que houve distribuição normal, foi realizado um teste-t de Student, que é um teste de hipóteses para médias. Quando não houve distribuição normal, o teste realizado foi o de Mann-Whitney, que é feito em função do ranqueamento dos valores observados. Nos casos em que o valor de "p" foi menor que 0,05 a hipótese nula foi rejeitada, mostrando que há diferença entre os grupos comparados. Após a aplicação da análise de variância, foi aplicado um pós teste de Tukey, a fim de avaliar quais grupos diferiram dos demais.

Para a comunidade fitoplanctônica, com o objetivo de avaliar possíveis mudanças na biomassa expressa em biovolume total ($\text{mm}^3 \text{L}^{-1}$), na riqueza de espécies e diversidade específica comparou-se, através de testes estatísticos não paramétricos (teste de Tukey, se $p < 0,05$ - diferença significativa, e teste Mann-Whittney par-a-par) as diferentes fases do empreendimento durante o período de enchente de 2010 + 2011 (pré-enchimento), 2012 (enchimento + estabilização) e 2013 + 2014 (operação). Os resultados foram expressos em gráficos “box plot” (Figura 5.2.1-11).

A Análise de Gradiente foi utilizada com o objetivo de agrupar as amostras das diferentes fases do empreendimento e identificar possíveis relações ambientais entre as variáveis bióticas e abióticas. Após medir o comprimento do gradiente das espécies ($<4 \text{ SD}$), Análises de Redundância (RDA) foram aplicadas no rio Madeira, nos tributários e no lago Cuniã, separadamente. As variáveis bióticas utilizadas foram os biovolumes das principais classes taxonômicas transformados ($\log x+1$). Já as variáveis ambientais, também transformadas em ($\log x+1$), foram: condutividade (Cond.), pH, oxigênio dissolvido (OD), temperatura da água ($T_{\text{água}}$), fósforo solúvel reativo (FSR), profundidade máxima ($Z_{\text{máx}}$), nitrato (N-NO_3^-), nitrogênio amoniacal (N-NH_4^+), sólidos em suspensão (SS) e turbidez (Turb)]. As variáveis abióticas foram selecionadas por “forward selection” e a significância testada por teste de Monte Carlo (499 permutações). Porém, para padronizar os gráficos todas as variáveis foram plotadas. Ainda, com o objetivo de se obter uma significância probabilística (p) e melhor compreender a relação das variáveis bióticas com os eixos, foi aplicado um modelo linear geral (General linear model - GLM) entre cada variável biótica e os dois primeiros eixos canônicos (Canoco 4.5 para Windows, Ter Braak, 1998).

As comunidades de zooplâncton, invertebrados bentônicos e macrófitas aquáticas foram submetidas a testes estatísticos de Análise de Correspondência Canônica (CCA). O zooplâncton foi analisado em relação às variáveis ambientais medidas na água, em todas as estações amostradas; os invertebrados bentônicos com as variáveis medidas no sedimento e as macrófitas com as variáveis limnológicas medidas na água e os metais quantificados nas plantas. Para a comunidade zooplanctônica, as diferenças entre mais de dois grupos de sistemas também foram determinadas usando um teste de análise de variância ANOVA com um Post Hoc teste (Teste t , nível de significância de 5%).

Para as macrófitas aquáticas as diferenças entre os períodos amostrados foram avaliadas por meio do teste estatístico ANOVA. Quando os dados tiveram uma distribuição normal e variâncias homogêneas, o teste de significância aplicado foi o teste de Tukey ($p < 0,05$). Por outro lado, quando os dados não tiveram distribuição normal e/ou variâncias não homogêneas, o teste de significância aplicado foi o teste de Kruskal-Wallis ($p < 0,05$).

O índice de Similaridade de Sorensen (Sorensen, 1948), equivalente ao índice DICE, foi utilizado visando estabelecer o grau de semelhança entre as composições de organismos de invertebrados bentônicos e as suas respectivas localizações em abril de 2013.

Para a maioria dos testes estatísticos utilizados o nível de significância foi de 5% e portanto, efeitos significativos foram considerados quando $p < 0.05$. O valor de p pode ser definido como: a probabilidade de uma métrica de um teste estatístico qualquer ser maior que o valor observado assumindo que a hipótese nula do teste estatístico empregado (H_0) é verdadeira.

4.6.3 - Monitoramento em tempo real e variação nicteveral

Duas estações de monitoramento da qualidade da água em tempo real foram instaladas próximas às margens do rio Madeira a montante e a jusante do eixo da barragem da UHE Santo Antônio, atualmente local do canteiro de obras da Usina Hidroelétrica de Santo Antônio. A estação de montante fica baseada em uma plataforma localizada próxima a margem direita, no limite do canteiro de obras (393541,22 / 9023663,13 UTM/SAD69) e a de jusante fica na plataforma da estação de captação de água do canteiro, próximo à margem esquerda (398033.13 / 9029280.18 UTM/SAD69).

As variáveis analisadas na subsuperfície foram temperatura, condutividade, pH, oxigênio dissolvido e turbidez. Os resultados obtidos a cada 30 minutos foram armazenados em “datalogger” e acessados por telefonia celular a partir de um computador portátil.

Foram utilizadas alternadamente quatro sondas multiparâmetros nas estações de montante e jusante, sendo duas utilizadas no monitoramento e duas em manutenção e calibração. Os modelos utilizados foram YSI 6820 v2 e YSI 6920 v2 com sensor ótico de oxigênio dissolvido e YSI 6820 v1 e YSI 6600 com sensor de oxigênio polarográfico de pulso rápido. As aferições e calibrações foram feitas em média com frequência quinzenal.

Foram apresentados os resultados de 122 dias de monitoramento, compreendendo o período de março a junho de 2014. Durante o período ocorreu problemas de deriva no sensor de pH, condutividade e turbidez e, interrupção nas medições a montante e a jusante devido à manutenção das plataformas. A plataforma de montante foi atingida por um tronco em 22/03/2014 e teve as medições restabelecidas em 08/04/2014. A de jusante foi deslocada pela alta velocidade da água atingida pelo rio Madeira neste período de águas altas, com medições restabelecidas em 08/05/2014. Em junho de 2014, a sonda da plataforma de montante apresentou algumas falhas de leitura, que já foram ajustados e o monitoramento já foi restabelecido.

Os ruídos das leituras (“*outliers*”) de condutividade, oxigênio, pH e turbidez foram suprimidos com base no critério de variação de 4 vezes superior ao desvio padrão. Para as variáveis que, após a remoção dos “*outliers*”, continuaram apresentando ruído elevado durante alguns períodos foi utilizado filtro da média móvel de 2 horas, para supressão dos sinais não relacionados às leituras reais.