

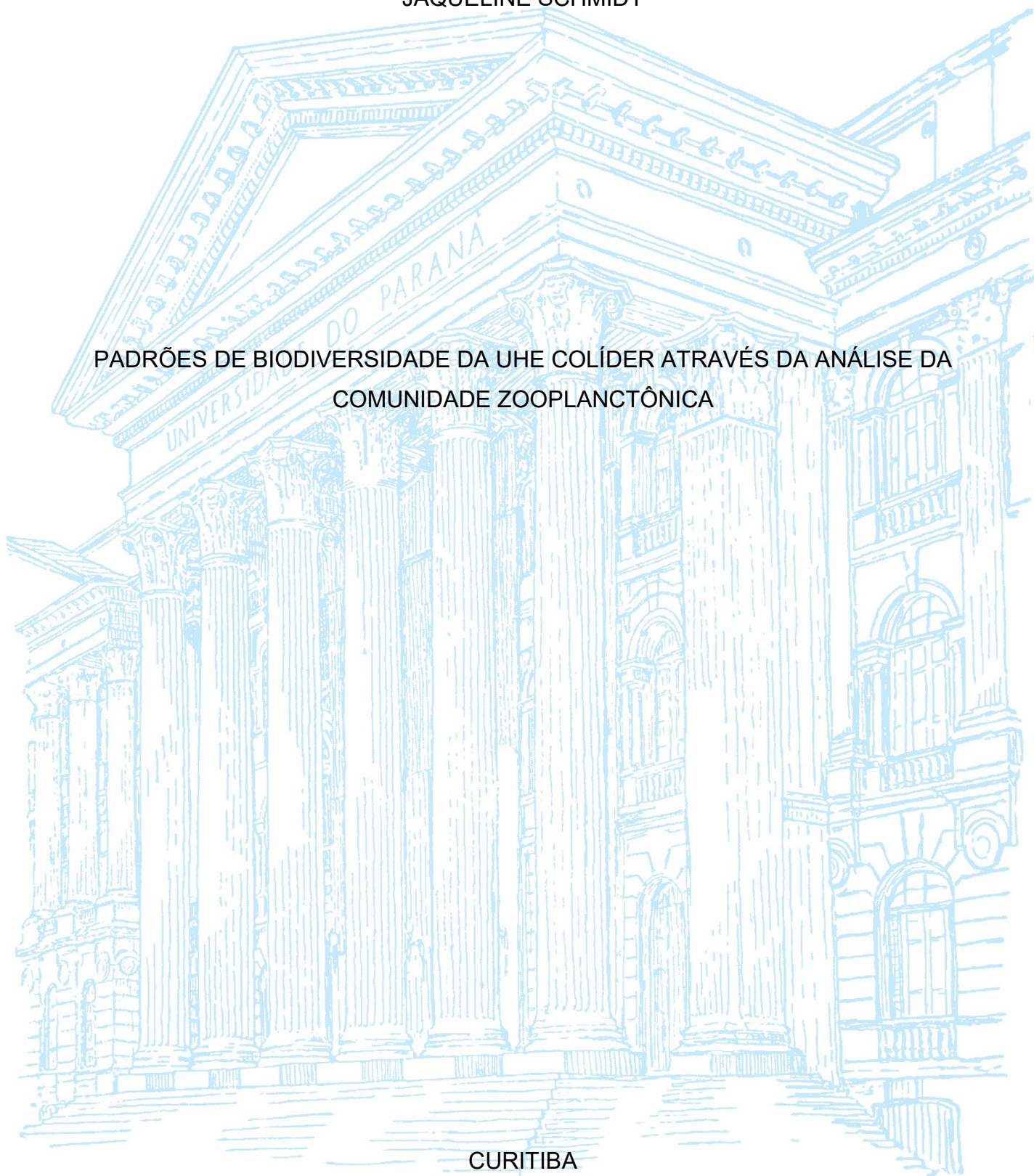
UNIVERSIDADE FEDERAL DO PARANÁ

JAQUELINE SCHMIDT

PADRÕES DE BIODIVERSIDADE DA UHE COLÍDER ATRAVÉS DA ANÁLISE DA
COMUNIDADE ZOOPLANCTÔNICA

CURITIBA

2018



JAQUELINE SCHMIDT

PADRÕES DE BIODIVERSIDADE DA UHE COLÍDER ATRAVÉS DA ANÁLISE DA
COMUNIDADE ZOOPLANCTÔNICA

Monografia apresentada como requisito parcial à obtenção do título de Bacharel em Ciências Biológicas, Setor de Ciências Biológicas, Departamento de Botânica, Universidade Federal do Paraná.

Orientador: André Andrian Padial
Coorientadora: Patrícia D. B. de Andrade

CURITIBA
2018

AGRADECIMENTOS

Agradeço à Deus, meus pais e irmão pelo apoio em todos os momentos.

Agradeço à Universidade Federal do Paraná pela oportunidade de ingressar no Curso de Ciências Biológicas, proporcionando toda a estrutura necessária para minha formação acadêmica, auxiliando também no meu crescimento pessoal e profissional.

Ao meu orientador André Andrian Padial e ao Laboratório de Análise e Síntese em Biodiversidade/UFPR agradeço pelo apoio no entendimento das análises estatísticas e por possibilitar um maior conhecimento sobre a área de ecologia e sua importância.

A minha coorientadora Patricia Dammski Borges que me orientou nos anos de estágio, agradeço pela compreensão e paciência, além do incentivo na aprendizagem na área de limnologia.

Ao Instituto Lactec agradeço pela oportunidade de estagiar exercendo os conhecimentos em ciências biológicas e também por permitir a realização do trabalho científico, disponibilizando material e recurso para o estudo.

Também agradeço a Companhia Paranaense de Energia (Copel) por autorizar o uso de dados da usina hidrelétrica de Colíder para análise.

Aos meus colegas de laboratório e amigos de graduação, especialmente à Renata Schibeilbein, Matheus Pacheco, Rafael Oliveira, Raphaella Miranda, Alcides Neto, Eduardo Zanette, Aline Prado, Rebekah Giese e Camilla Lumertz, agradeço pela descontração e companhia nesses anos.

Agradeço ainda a professora Thelma Veiga Ludwig e o Laboratório de Ficologia, do Departamento de Botânica/UFPR por disponibilizar o microscópio com lentes micrometradas, que me possibilitaram realizar os registros fotográficos para o trabalho.

RESUMO

O entendimento do efeito de impactos antrópicos na diversidade e organização de comunidade biológicas é central para medidas propositivas de conservação. Em ambientes aquáticos continentais, a construção de barramentos é uma das ações antrópicas que mais causam alterações nas comunidades. A usina hidrelétrica de Colíder está localizada na extensão do rio Teles Pires, contando com uma potência instalada de 300 megawatts e faz parte do programa de aceleração do crescimento. O objetivo deste trabalho é caracterizar as mudanças na composição das espécies zooplanctônicas nas diferentes fases de construção da barragem da Usina hidrelétrica de Colíder afim de auxiliar em proposições para mitigação dos impactos na comunidade. Foram coletadas amostras da fase rio, durante o enchimento do reservatório e após o enchimento completo. Para a coleta foram determinados 12 pontos ao longo do rio, desde a montante do reservatório, na porção mediana até a jusante da barragem. A partir disso, organismos do zooplâncton como Rotíferos, Cladóceros e Copépodos foram identificados e quantificados para que as análises estatísticas pudessem ser realizadas. A importância desses organismos começa pelo seu fluxo de energia, além de serem organismos sensíveis a mudanças ambientais. As análises mostraram uma mudança na composição de espécies dos Rotíferos, Copépodos e Cladóceros principalmente após o enchimento do reservatório. O enchimento também afetou os padrões de organização espacial e a diversidade beta geral da metacomunidade, evidenciando que houve sinais de homogeneização biótica. Devido à pouca idade do reservatório ainda não é possível estimar com precisão se as alterações são persistentes, mas é seguro afirmar que o enchimento causou alterações profundas na comunidade zooplanctônica. Nesse sentido, nossos resultados evidenciam que a mudança de fase lótica para lêntica, modifica a biodiversidade como um todo. Dessa forma, visando auxiliar no diagnóstico da qualidade da água e do ecossistema presente no reservatório é interessante ressaltar a importância do monitoramento regular desse ambiente.

Palavras-chave: zooplâncton; biodiversidade; usina hidrelétrica

ABSTRACT

Understanding the effect of anthropic impacts in the diversity and community organization of communities is central to propose actions for conservation. In aquatic ecosystems, dam constructions is one of the most severe anthropic action in communities. The Colíder hydroelectric power plant is located in the extension of the Teles Pires river, with an installed capacity of 300 megawatts and is part of the growth acceleration program. The goal of this work is to describe changes in planktonic community organization over the phases of “Usina hidrelétrica de Colíder” dam construction to support mitigation actions. Samples were collected from the river phase, during the filling of the reservoir, and after filling. 12 points along the river were determined from the reservoir upstream to the downstream dam. From this, zooplankton organisms such as rotifers, cladocerans and copepods were identified and quantified so that statistical analyzes could be performed. The importance of these organisms begins with their flow of energy, besides being organisms sensitive to environmental changes. Analyzes showed a change in the species composition of rotifers, copepods and cladocerans, mainly after reservoir filling. Filling also changed patterns of spatial distribution of taxa, and the overall beta diversity, evidencing biotic homogenization. Due to the small age of the reservoir, it is not yet possible to accurately estimate if effects are persistent, but it is safe to say that filling caused profound changes in community organization. Our results reinforce that environmental changing from the lotic to the lentic phase modify biodiversity as a whole. Thus, in order to assist in the recovery of water quality and the ecosystem functioning in the reservoir, it is interesting to emphasize the importance of regular monitoring of this environment.

Keywords: zooplankton; biodiversity; hydroelectric plant

LISTA DE APÊNDICE

APÊNDICE 1 – GRÁFICOS DE CALOR.....	38
APÊNDICE 2 – DIAGRAMA DE RAWSON.....	42
APÊNDICE 3 – REGISTROS FOTOGRÁFICOS	43
APÊNDICE 4 – DENSIDADE MÉDIA DAS ESPÉCIES ENCONTRADAS	45

LISTA DE FIGURAS

FIGURA 1 – LOCALIZAÇÃO DOS PONTOS AMOSTRAIS	12
FIGURA 2 – GRÁFICO DE RIQUEZA DE ESPÉCIES	18
FIGURA 3 – GRÁFICOS DE ABUNDÂNCIA E PRESENÇA/AUSÊNCIA	24

LISTA DE TABELAS

TABELA 1 – LISTA DE ESPÉCIES IDENTIFICADAS	18
TABELA 2 - ANÁLISE DE VARIÂNCIA MULTIVARIADA ATRAVÉS DE PERMUTAÇÃO.....	23
TABELA 3 – ESPÉCIES INDICADORAS DE DIFERENTES PERÍODOS	25
TABELA 4 – ANÁLISE DE ABUNDÂNCIA COM TESTE DE MANTEL	27
TABELA 5 – ANÁLISE DE PRESENÇA/AUSÊNCIA COM TESTE DE MANTEL ...	28
TABELA 6 - DIVERSIDADE BETA TOTAL DE CADA PERÍODO UTILIZANDO ABUNDÂNCIA	30
TABELA 7 - DIVERSIDADE BETA TOTAL DE CADA PERÍODO UTILIZANDO PRESENÇA/AUSÊNCIA	30

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	7
2 OBJETIVOS	11
3 MATERIAIS E MÉTODOS	12
3.1 ÁREA DE ESTUDO	12
3.2 COLETA DE AMOSTRAS	13
3.3 ANÁLISES E IDENTIFICAÇÃO	14
3.4 ANÁLISES ESTATÍSTICAS	15
4 RESULTADOS E DISCUSSÃO	18
4.1 ESPÉCIES IDENTIFICADAS	18
4.2 MUDANÇA TEMPORAL E AVALIAÇÃO DA COMPOSIÇÃO DE ESPÉCIES ...	22
4.3 MUDANÇA TEMPORAL NA ORGANIZAÇÃO ESPACIAL	26
4.4 MUDANÇA TEMPORAL DA DIVERSIDADE BETA	29
REFERÊNCIAS	33
ANEXO	37
APÊNDICE	38

1 INTRODUÇÃO

Nossos costumes são caracterizados por um alto grau de consumo, que precisa de uma enorme quantidade de energia para se manter estável (SPERLING, 2012). Esta subsistência é mantida devido ao intenso uso da energia extraída do meio ambiente. O Brasil utiliza as fontes de energia mais renováveis do mundo, com sua energia sendo gerada por fontes de água, biomassa, etanol, eólica e solar (SPERLING, 2012).

Dentre os impactos positivos da geração de energia elétrica pode ser citada a produção de energia renovável, gera empregos e possui baixo custo a longo prazo, em comparação a outras fontes de produção de energia. Devido a mudança do ambiente para a construção das usinas hidrelétricas impactos negativos também são notados, entre os mais relevantes pode ser citada a mudança na qualidade da água incluindo o processo de eutrofização, emissão de gases de efeito estufa, possível necessidade de relocação de pessoas, alterações climáticas e desencadeamento de doenças (SPERLING, 2012). Dentre outros aspectos negativos do represamento, a inundação inicial pode provocar mudanças físicas e químicas que influenciam a biota aquática de várias maneiras (BAXTER, 1985)

Compreendendo isso, é nítido que alterações antrópicas causam impactos nos ecossistemas, normalmente negligenciados pela sociedade de forma geral (AZEVEDO SANTOS et al., 2018). Nesse sentido, um dos principais objetivos de ecologia de comunidades é entender as causas da variação espacial e temporal das comunidades, principalmente para informar ações que visem a conservação de ecossistemas impactados (SOCOLAR et al., 2016). Isso fica claro na construção de barragens, cujo monitoramento das comunidades antes, durante e depois do enchimento é central (AGOSTINHO et al., 2008).

Reservatórios são ecossistemas artificiais que geralmente modificam a estrutura das populações biológicas, sendo necessário entender as dinâmicas populacionais e verificar se existe uma sincronia espacial no ambiente. Essa sincronia é uma correlação entre a mesma população biológica ou variável ambiental ao longo do tempo (VIEIRA, 2017).

Dentre os organismos aquáticos que mais respondem a essas variações ambientais, a comunidade zooplanctônica se destaca, pois serve como elo de ligação dos principais produtores primários de lagos e represas (fitoplâncton) e predadores

com interesse econômico e comercial (peixes) (ESTEVEES, 2011). Zooplâncton é um termo utilizado para descrever organismos heterotróficos, bioindicadores e que possuem diferentes categorias sistemáticas, tendo como propriedade seu habitat na coluna d'água (ESTEVEES, 2011). Pertencem a essa comunidade: Rotíferos (blastocelomados), Copépodos e Cladóceros (crustáceos). A colonização desses organismos no ambiente depende de fatores como luminosidade, turbulência da água, concentração de oxigênio, oferta de alimento, entre outros fatores. Essa distribuição possibilita observar a variabilidade espacial dos ecossistemas aquáticos. A quantidade de matéria orgânica favorece o desenvolvimento de algumas dessas espécies e também influencia no desaparecimento de outras (ESTEVEES, 2011).

O zooplâncton em sistemas fluviais tem sido raramente estudado no contexto de metacomunidades. Fatores espaciais (por exemplo, conectividade fluvial, direcionalidade e barragens criadas pelo homem) podem ter um papel fundamental em influenciar a estrutura de metacomunidade dos Rotíferos devido ao seu pequeno tamanho corporal e fraca mobilidade (SOARES et al., 2015). Em contraste, fatores ambientais locais (por exemplo, habitat físico-químico) podem ser mais importantes para os crustáceos devido ao seu tamanho corporal maior e maior mobilidade (ZHAO et al., 2017). Nesse sentido, o entendimento dos efeitos do enchimento de reservatórios deve considerar as particularidades de cada grupo zooplânctônico. De fato, tais grupos apresentam grandes diferenças no seu funcionamento nos ecossistemas.

O tamanho pequeno dos Rotíferos, plasticidade fenotípica e o mástax, que atua na captura e trituração dos alimentos, explicam o sucesso desses organismos na sua colonização. Rotíferos mantêm o mesmo número de células desde seu nascimento até a fase adulta (eutelia), e este fenômeno acaba comprometendo a regeneração desses animais. O aparecimento de grande número de ovos pode estar associado a alterações ambientais, ou seja, quando o ambiente se torna desfavorável (ESTEVEES, 2011). Para isso, uma das estratégias evolutivas é deixar os ovos em estado de latência até que o ambiente se torne favorável novamente. A capacidade de diferenciação de partículas alimentares de partículas não nutritivas confere uma vantagem em relação aos Cladóceros. Esses organismos apresentam uma biomassa menor que a de Cladóceros e Copépodos, mesmo assim possui grande importância no ecossistema devido a sua alta taxa de renovação (ESTEVEES, 2011). Possuem grande importância na análise da qualidade de água por serem considerados

organismos oportunistas, possuindo uma dieta diversificada, desde bacterívoros, onívoros até canibais. Apresentam facilidade em se adaptar as mudanças ambientais (TUNDISI; TUNDISI, 2013).

Segundo Esteves (2011), o tamanho pequeno da maioria dos Cladóceros, aliado ao desenvolvimento rápido, tornam esses organismos ecologicamente semelhantes aos Rotíferos. A dieta se baseia em fitoplâncton, bactérias e detritos, sendo organismos extremamente sensíveis as alterações ambientais. Outro motivo para se analisar os Cladóceros é que sua decomposição é lenta, o que permite avaliar o histórico ambiental dos ambientes aquáticos, bem como mudanças climáticas e estrutura trófica, método muito utilizado em paleolimnologia. Em condições favoráveis, os Cladóceros se reproduzem partenogenicamente, sendo seu tempo de desenvolvimento embrionário variado conforme a espécie e temperatura do ambiente, exemplos de espécies que se desenvolvem bem a 25°C são *Ilyocryptus spinifer* e *Bosminopsis deitersi* (ESTEVES, 2011). Ainda exemplificando espécies-chaves nos ecossistemas aquáticos podem ser citadas as espécies do gênero *Daphnia*, por se alimentarem basicamente de fitoplâncton, o que aumenta a transparência da água (CARDOSO et al., 2008).

Outros organismos analisados neste estudo são os Copépodos, pois assim como os outros grupos, tem capacidade de habitar diversos ambientes aquáticos, podendo ser encontrados até em terras úmidas. As principais ordens de Copépodos para água doce são os Calanóida, Cyclopoidae e Harpacticoida. Possuem ovos de resistência e um bom mecanismo de dispersão, podendo ser carregados com sedimentos nas patas de animais. A partir dos ovos se desenvolvem os náuplios (fase larval), que passa por cinco mudas até alcançar a fase adulta, sendo o tempo de vida da maioria das espécies de Copépodos de seis meses até um ano. Pelo fato dos Cópepodos apresentarem estágios de desenvolvimento seu papel no ecossistema pode se tornar mais significativa do que para Cladóceros. Essa importância se deve ao fluxo de energia no ecossistema, sendo responsáveis também pela maior representatividade na biomassa (ESTEVES, 2011).

A disponibilidade de alimento e aspectos sazonais influenciam na população de Copépodos. Foi verificada em estudos a tolerância de *Thermocyclops decipiens* a processos de eutrofização. Além de todos esses fatores também foi apurada a substituição de Copépodos Calanóides por Ciclopoides com a eutrofização do ambiente aquático. Essa substituição é relacionada com a dieta de cada organismo,

sendo Ciclopóidas com habito raptorial e onívoros, enquanto os Calanóides herbívoros e mais seletivos (ESTEVES, 2011).

A quantidade de luz que consegue penetrar na coluna d'água favorece a agregação de algumas espécies e a fuga de outras. É também reconhecido que podem existir diferenças em relação às respostas entre as comunidades de Copépodos, gerando uma razão Calanoida/Ciclopoida e que os indicadores adequados para cada ponto analisado podem variar (GALVÃO, 2014).

A distribuição e migração vertical de Copépodos e Cladóceros realizada diariamente é um dos motivos da distribuição ser homogênea ao longo da coluna d'água. A migração vertical de Cladóceros e Copépodos é um fenômeno complexo, sabendo que a interação organismo-ambiente tem grande influência, sendo que o comportamento migratório varia não só de espécie para espécie, como dentro da mesma espécie, dependendo de fatores como desenvolvimento, sexo do organismo, lugar e estação do ano. Os efeitos da predação sobre o zooplâncton geral é influenciado por alterações nas condições físicas e químicas do meio, na composição do fitoplâncton e na diversidade que compõem o próprio zooplâncton. (ESTEVES, 2011).

Nesse estudo, avaliamos as mudanças temporais na composição da organização espacial e diversidade beta das metacomunidades de zooplâncton, considerando a comunidade total, e cada um dos grupos acima mencionados no reservatório da UHE Colíder, rio Teles Pires, Mato Grosso. Os dados deste estudo são provenientes do Programa de Monitoramento da Qualidade da Água de reservatórios da COPEL executado pelo Lactec (Instituto de Tecnologia Para o Desenvolvimento). O objetivo geral é descrever as mudanças para explicar padrões de distribuição, abundância e interação de organismos em várias escalas que são maiores do que aquelas abordadas por comunicações mais convencionais (LEIBOLD, 2004).

Espera-se que as informações geradas neste trabalho possam auxiliar na compreensão da mudança no ambiente límnico a partir da construção da barragem, entender a distribuição temporal do zooplâncton, além de enfatizar a importância do monitoramento regular da área, lembrando a importância dos microorganismos, como o zooplâncton, para o bom funcionamento do ecossistema.

2 OBJETIVOS

O objetivo geral é caracterizar as mudanças na composição das espécies zooplanctônicas analisando como a mudança de fase lótica para fase lêntica influenciou na dinâmica da comunidade e o que isso significa para o ambiente.

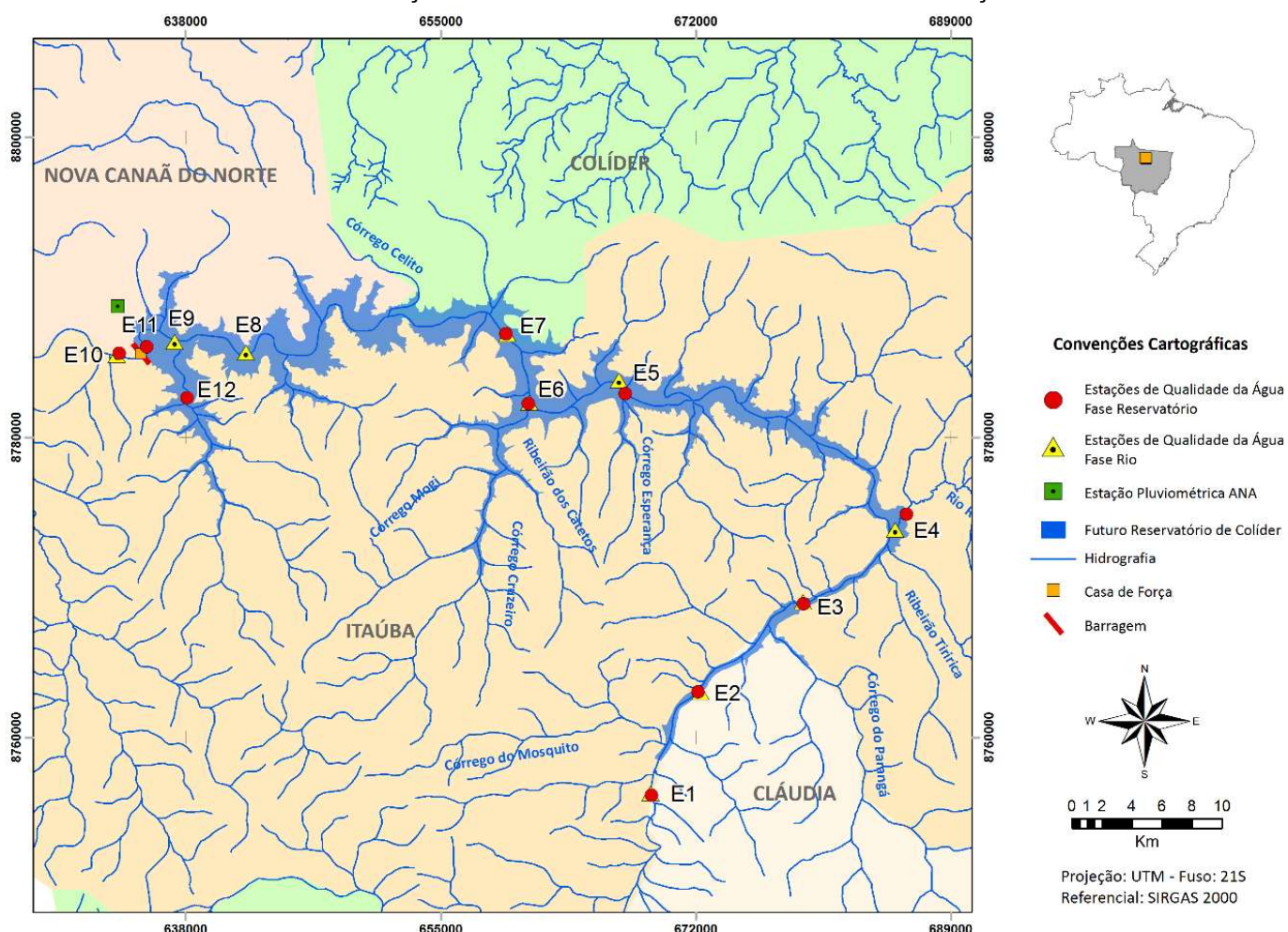
- i) Avaliar as mudanças temporais na composição de espécies;
- ii) avaliar as mudanças temporais na organização espacial da metacomunidade;
- iii) avaliar mudanças temporais na diversidade beta da metacomunidade.

3 MATERIAIS E MÉTODOS

3.1 ÁREA DE ESTUDO

A usina hidrelétrica de Colíder da Companhia Paranaense de Energia - COPEL, está localizada no estado de Mato Grosso, inserida no trecho médio do rio Teles Pires, nos municípios de Nova Canaã do Norte e Itaúba, também abrange áreas dos municípios de Colíder e Cláudia (COPEL, 2018). A usina conta com uma potência instalada de 300 MW, com um reservatório de 171,7 km² de área total, possui um comprimento estimado de 94 quilômetros da área de barragem até a área de remanso, possuindo uma vida útil estimada em 150 anos. o suficiente para atender ao consumo de uma cidade com 850 mil habitantes (WOSIACK *et al.*, 2018). As amostras utilizadas para realizar o estudo foram coletadas na usina hidrelétrica de Colíder, em sua fase rio (pré enchimento), durante o enchimento e na fase de pós enchimento (após o término da construção da represa). Foram coletadas 10 amostras em cada campanha, de 12 estações amostrais por período (12 locais no total devido a mudança de duas unidades amostrais após a primeira campanha) como representado na figura 1, cada ponto indicando uma estação.

FIGURA 1 - LOCALIZAÇÃO DOS PONTOS AMOSTRAIS E LOCALIZAÇÃO DA USINA



FONTE: Retirado do relatório de diagnóstico das condições limnológicas, da qualidade da água superficial e macrófitas aquáticas na região do empreendimento UHE Colíder. (Wosiack et al., 2018)

Foram coletadas amostras dos pontos 8 e 9 na primeira campanha realizada em 2016, por fazerem parte da fase rio, posteriormente ao enchimento os pontos 8 e 9 deixaram de ser analisados e a partir da segunda campanha realizada em 2017 os pontos em questão foram trocados pelos pontos 11 e 12, por fazerem parte da fase de enchimento. Para cada ponto amostral foi recolhida uma amostra réplica, totalizando 60 amostras analisadas.

3.2 COLETA DAS AMOSTRAS

As coletas das amostras do rio foram realizadas por uma empresa terceirizada e encaminhadas para o Instituto Lactec, a metodologia adotada seguiu o modelo das normas da CETESB (2006) e normas da UHE Colíder para o programa de monitoramento e conservação dos ecossistemas aquáticos. Na primeira filtragem, realizada pela empresa terceirizada, foi utilizada uma rede zooplânctoncia de malha 64 μm , variando a profundidade de acordo com o ponto amostral, sendo também coletadas réplicas dos pontos amostrais. O material coletado foi armazenado em frascos plásticos de 500ml, fixados em etanol 95°GL e mantidos em refrigeração.

Ao chegar para análise em laboratório uma nova filtração foi realizada com cada amostra, também utilizando um filtro malha de 64 μm . Na primeira campanha o volume filtrado foi de 200L e a partir da segunda campanha 400L, essa diferença se deve ao aumento do esforço amostral, onde o maior volume filtrado permitiria um maior número de organismos encontrados e assim uma melhora na interpretação dos dados. Essas mudanças nos volumes ocorreram ao longo das campanhas, devido a mudança da fase rio para a fase de represamento, mas essa diferença de volume foi levada em consideração nos cálculos amostrais.

A primeira campanha, referente as amostras da fase rio, foram coletadas em março de 2017. As amostras referentes a fase de enchimento foram coletadas em dezembro de 2017. A campanha pós enchimento teve as amostras coletas em fevereiro de 2018.

3.3 ANÁLISES E IDENTIFICAÇÕES

Foi verificada a quantidade de sedimento presente, quando a amostra apresentava grande quantidade, o material era diluído em um volume maior, caso contrário o material era concentrado em um volume menor, a fim de otimizar a análise concentrando mais organismos em cada ml analisado. Apresentando uma quantidade muito grande de sedimento era adotada a metodologia de analisar 20% da amostra, quando o sedimento era moderado a amostra inteira era analisada. Os pontos com maior quantidade de sedimento eram os localizados na área inicial do reservatório, sendo eles E1, E2, E3 e E4, os demais pontos apresentavam sedimento controlado e grande quantidade de organismos zooplanctônicos.

Cada amostra possuía um volume próprio após a filtragem, de acordo com o sedimento. O corante rosa de bengala foi usado quando as amostras apresentavam grande quantidade de sedimento, a fim de facilitar a visualização da matéria orgânica. Do volume concentrado em um Becker era retirado 1ml e depositado na placa de Sedgwick-Rafter para análise. Cada placa variava na abundância total de organismos, sendo os principais grupos utilizados no estudo: Rotífero, Cladóceros e Copepodo.

A análise das lâminas contendo o material estudado foi realizada com auxílio de um microscópio óptico OLYMPUS BX41, no aumento de 100x. Para realizar os registros fotográficos foi utilizado microscópio OLYMPUS, contendo ocular com escala calibrada. Quando o organismo encontrado não tinha a espécie confirmada era retirado da lâmina de Sedgwick-Rafter por uma micropipeta 10uL e colocado em uma lâmina normal para que pudesse ser visualizado em maior aumento sem atrapalhar a contagem e identificação dos demais organismos. As espécies identificadas foram anotadas em uma planilha e contabilizadas, em conjunto com outras informações relevantes, como a concentração da amostra, quantas lâminas foram utilizadas na análise e se possuía sedimento, características gerais da amostra foram levadas em consideração para que posteriormente pudesse se realizar os cálculos estatísticos e a discussão.

A identificação dos organismos foi realizada através da consulta de bibliografias, para uma maior confiabilidade da identificação as espécies encontradas foram confrontadas com espécies endêmicas da região do Mato Grosso, com base em estudos publicados sobre a região. Em Rotíferos o formato da corona e lórica

foram observados e comparados com as bibliografias, as mais utilizadas foram JOKO (2011) e RUTTNER-KOLISKO (1974). Para confirmação de organismos que possuíam morfologia parecida foi utilizado hipoclorito de sódio 25% para que fosse possível a visualização do mástax, pois assim o corpo do animal é desfeito sobrando apenas o aparelho triturador, diferente para cada espécie, e através de comparação com bibliografias científicas pode ser então confirmada a espécie.

Em Cladóceros as características mais utilizadas para identificação taxonômica foram o formato do pós abdome, que realiza a limpeza dos apêndices torácicos e pode auxiliar na locomoção. Também foi analisado o formato da cabeça e suas extensões, trazendo características específicas, como exemplo, presença de espinhos ou outras ornamentações, e formato das antenas, que auxiliam na locomoção. Todas as características dos Cladóceros foram analisadas e confrontadas com literatura científica, sendo a mais utilizada a de ELMOOR-LOUREIRO (1997).

Para copépodes, características gerais como formato do corpo, número de segmentos do tórax, tamanho das antenas, que podem atuar como órgão sensitivo, e características do somito anal foram os principais critérios para identificação. Para Calanóida o sexto par de apêndices torácicos foi utilizado como critério para identificação das espécies. Para uma maior confiabilidade da identificação foram utilizadas chaves taxonômicas, a mais utilizada nesse estudo foi o atlas taxonômico de SILVA (1989). Para identificação de todas as espécies dos grupos estudados foram utilizadas bibliografias científicas, todos eles com chaves taxonômicas também específicas para cada grupo estudado, as bibliografias gerais utilizadas foram GAZULHA (2012), WITTY (2004) e SHIEL (1995).

3.4 ANÁLISES ESTATÍSTICAS

Os dados foram analisados no software livre R (R Core Team 2017), com os pacotes 'vegan' (OKSANEN et al., 2017), 'labdsv' (ROBERTS, 2016) e 'betapart' (BASELGA et al., 2017) e os testes foram considerados significativos quando a probabilidade de erro do tipo I (P valor) foi menor que 5%. Através desse valor é possível medir a probabilidade de que a hipótese nula (a ausência de um padrão) seja verdadeira. Valores de P muito próximos de zero indicam que a probabilidade de que a hipótese nula seja verdadeira é muito baixa e que é possível considerar outros

fatores envolvidos, sendo assim, aceitar a hipótese alternativa (PROVETE; SILVA; SOUZA, 2011).

i) A mudança na composição foi testada por uma Análise de Variância Multivariada com Permutações (PERMANOVA, ANDERSON, 2001) que utiliza uma estatística F que mede a variação composicional entre períodos em relação à dentro de períodos. Essas análises multivariadas reduzem um grande número de variáveis a poucas dimensões, essa relação permite a detecção dos principais padrões de similaridade e de correlação entre as variáveis (PRADO, et al., 2002). Quando houve diferenças significativas, a composição foi visualizada com uma Análise de Coordenadas Principais (PCoA, GOWER 1966) aplicada numa matriz de dissimilaridade composicional. Para caracterizar como os períodos diferem, foi utilizada uma análise de valor indicador das espécies (IndVal, DUFRÊNE; LEGENDRE, 1997).

ii) A organização espacial da composição de espécies foi comparada entre fases do enchimento avaliando o padrão de concordância das comunidades. Para isso, foi realizado um teste de Mantel (MANTEL, 1967) com permutações para testar se há correlação entre matrizes de dissimilaridade espacial na composição de espécies entre os períodos de enchimento.

Para visualizar a organização das comunidades, foram gerados Heatmaps, onde a representação é através de cores ao invés de números. Através desses gráficos é possível observar a conexão dos pontos com as espécies encontradas, as cores amarelas indicam a proximidade com 0, apontando espécies iguais nos pontos correspondentes, com relação a diversidade beta. As mais claras, como o branco, representam que são mais próximas de 1, o que significa que os pontos com cores claras não apresentam espécies em comum. A linha diagonal em vermelho serve apenas como referência, mas deve ser desconsiderada, pois representa valor nulo. Os gráficos de calor também possuem dendogramas que indicam a dissimilaridade de espécies entre as amostras. A numeração é de 1 a 30, onde os números de 1 a 10 representam a campanha 1, os números de 11 a 20 representam a campanha 2, e de 21 a 30 a campanha 3. Os gráficos de calor foram gerados para o zooplâncton total, Cladóceros, Copépodos e Rotíferos. Os gráficos de calor podem ser observados no apêndice.

iii) A diversidade beta da metacomunidade foi comparada entre fases do enchimento com duas abordagens. Para isso, a diversidade beta da metacomunidade

foi comparada utilizando a abordagem betadisper (ANDERSON *et al.*, 2006) aplicada em uma PCoA, que compara se a variação no espaço multivariado da composição de espécies entre os períodos de enchimento é maior do que o esperado em matrizes com valores de abundância/ocorrência permutados.

Para a PERMANOVA e PCoA segundo o objetivo i) foram utilizados índices de dissimilaridade considerando abundância (Bray-Curtis) e presença e ausência (Sorensen). Para avaliar a organização espacial (objetivo ii) e a diversidade beta da metacomunidade (objetivo iii), os índices utilizados consideraram somente o *turnover* real e o aninhamento entre pares de comunidades, tanto para dados de abundância (baseado no índice de Bray-Curtis) quanto para dados de presença e ausência baseado no índice de Sorensen (BASELGA, 2010). A partição da diversidade beta foi realizada por ser mais uma ferramenta para indicar áreas prioritárias para medidas de reparo. De fato, distinguindo entre *turnover* e aninhamento, a variação da composição de espécies é avaliada por dois fenômenos diferentes, a rotatividade de espécies espaciais e a variação nas espécies pelo fato da comunidade mais pobre ser um subconjunto da comunidade mais rica (BASELGA, 2010). Todas as análises foram realizadas para cada grupo zooplancctônico e para a comunidade total. Os dados de abundância foram previamente transformados com o índice de Hellinger, A distância de Hellinger também é uma medida recomendada para agrupamento ou ordenação de dados de abundância de espécies. Essa distância proporciona uma maior confiabilidade entre linearidade e resolução do que o qui-quadrado, além disso as transformações de Hellinger é uma alternativa apropriada, que atribui pesos baixos às espécies raras. (LEGENDRE; GALLAGHER, 2001)

4 RESULTADOS E DISCUSSÃO

4.1 ESPÉCIES IDENTIFICADAS

Como resultado das análises dos 12 pontos amostrais foram identificados 164 táxons, todos compondo o zooplâncton encontrado desde a fase rio até o pós enchimento do reservatório. Da riqueza observada 102 espécies eram de Rotíferos, 21 Copépodos e 41 Cladóceros. A densidade média (org/m³) das espécies identificadas podem ser observdas no apêndice.

GRÁFICO 2 - RIQUEZA DAS ESPÉCIES DE ZOOPLÂNCTON.

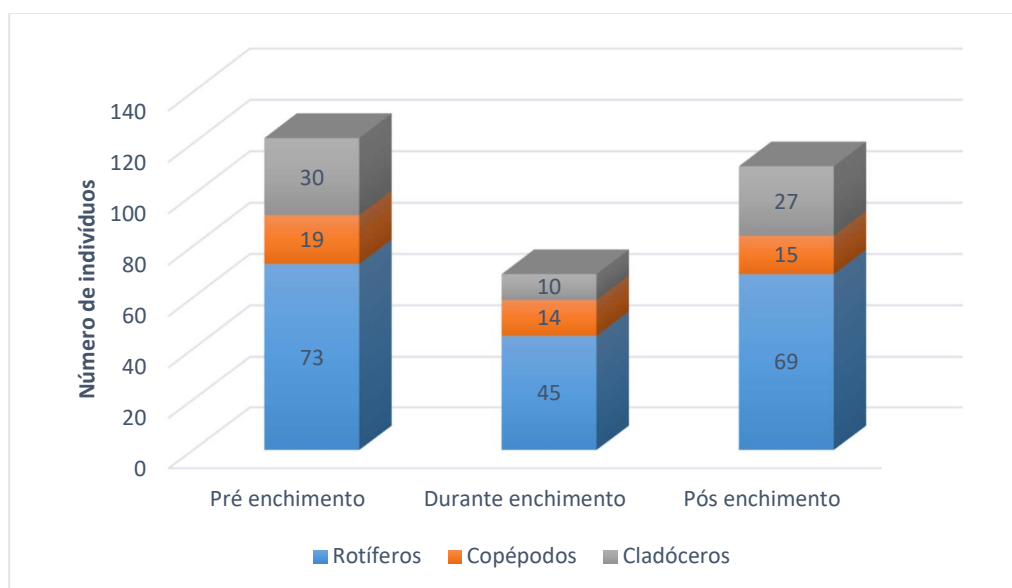


TABELA 1. LISTA DAS ESPÉCIES IDENTIFICADAS AO LONGO DAS DIFERENTES FASES DE ENCHIMENTO:

Grupos/Espécies	Pré enchimento	Durante enchimento	Pós enchimento
Rotíferos			
<i>Ascomorpha</i> sp.	X	X	X
<i>Asplanchna brightwellii</i>			X
<i>Asplanchna sieboldii</i>	X		
<i>Asplanchna</i> sp.	X	X	X
Bdelloidea	X	X	X
<i>Beauchampiella</i> sp.	X		X
<i>Brachionus calyciflorus</i> f. <i>Amphicerus</i>	X		
<i>Brachionus dolabratus</i>	X	X	X
<i>Brachionus falcatus</i>		X	X
<i>Brachionus mirus</i>		X	X

<i>Brachionus mirus angustus</i>	X		
<i>Brachionus mirus laticaudatus</i>	X		
<i>Brachionus mirus mirus</i>	X		
<i>Brachionus quadridentatus</i> <i>quadridentatus</i>			X
<i>Brachionus tropica</i>		X	
<i>Brachionus zahniseri</i>	X	X	X
<i>Conochilus coenobasis</i>	X		
<i>Conochilus dossuarius</i>	X		X
<i>Conochilus sp.</i>	X	X	X
<i>Dipleuchlanis propatula</i>	X		X
<i>Fiinia saltator</i>			X
<i>Filina limnetica</i>	X	X	X
<i>Filina longiseta</i>	X	X	
<i>Filina opolienis</i>	X	X	X
<i>Filina saltator</i>	X	X	X
<i>Filina sp.</i>	X		
<i>Filina terminalis</i>	X	X	X
<i>Flosculariidae</i>	X		
<i>Hexarthra intermedia brasiliensis</i>	X		
<i>Hexarthra sp.</i>	X	X	X
<i>Keratella amerciana</i>	X	X	X
<i>Keratella cochlearis</i>	X	X	X
<i>Keratella lenzi</i>	X	X	X
<i>Keratella tropica</i>	X	X	X
<i>Keratella lenzi</i>			X
<i>Lecane amazonica</i>	X	X	X
<i>Lecane bulla</i>	X	X	X
<i>Lecane bulla bulla</i>	X	X	X
<i>Lecane closterocerca</i>			X
<i>Lecane cornuta</i>	X		
<i>Lecane cornuta</i>			X
<i>Lecane curvicornis</i>	X		
<i>Lecane curvicornis curvicornis</i>	X	X	X
<i>Lecane curvicornis nitida</i>			X
<i>Lecane elsa</i>			X
<i>Lecane haliclysta</i>	X	X	
<i>Lecane hamata</i>			X
<i>Lecane leontina</i>	X		X
<i>Lecane limnetica</i>			X
<i>Lecane ludwigii</i>	X		X
<i>Lecane ludwigii f. Ohiensis</i>		X	
<i>Lecane ludwigii ludwigii</i>		X	
<i>Lecane luna</i>			X
<i>Lecane lunaris</i>	X	X	X
<i>Lecane lunaris crenata</i>			X

<i>Lecane monostyla</i>	X	X	X
<i>Lecane pyriformis</i>		X	
<i>Lecane quadridentata</i>	X		X
<i>Lecane signifera</i>		X	X
<i>Lecane sp.</i>	X	X	
<i>Lecane stichaea</i>	X		
<i>Lecane subtilis</i>	X	X	
<i>Lecane thienemanne</i>	X		X
<i>Lecane ungulata</i>		X	X
<i>Lepadella benjamini</i>	X	X	X
<i>Lepadella ovalis</i>		X	X
<i>Lepadella sp.</i>	X		
<i>Lophocharis sp.</i>			X
<i>Macrochaetus collinsi</i>			X
<i>Macrochaetus sericus</i>			X
<i>Manfredium eudactylota euchla</i>	X		
<i>Monommata sp.</i>	X		
<i>Mytilina macrocera</i>	X		X
<i>Mytilina mucronata</i>			X
<i>Mytilina sp.</i>	X		
<i>Mytilina ventralis</i>	X		
<i>Platias leloupi f. Laticapularis</i>	X		
<i>Platyonus patulus macracanthus</i>	X	X	X
<i>Platyonus patulus patulus</i>	X	X	X
<i>Platyas quadricornis</i>	X		
<i>Platyias cf. Leloupi</i>	X	X	X
<i>Platyias quadricornis</i>	X	X	X
<i>Pleosoma lenticulare</i>			X
<i>Pleosoma sp.</i>	X		
<i>Ploesoma truncatum</i>			X
<i>Polyarthra dolichoptera</i>	X		
<i>Polyarthra remata</i>	X		
<i>Polyarthra sp.</i>	X	X	X
<i>Polyarthra vulgaris</i>	X		
<i>Scaridium sp.</i>	X		X
<i>Synchaeta sp.</i>		X	X
<i>Testudinella ohlei</i>	X	X	X
<i>Testudinella ahlstrom</i>	X		X
<i>Testudinella emarginula</i>	X		
<i>Testudinella mucronata</i>	X		X
<i>Testudinella ohlei</i>	X		
<i>Testudinella patina</i>	X	X	X
<i>Testudinella sp.</i>	X		X
<i>Testudinella tridentata</i>	X		X
<i>Trichocerca sp.</i>	X	X	X
<i>Trichocerca mus</i>			X

<i>Trichotia tetractis</i>	X	X	X
Copépodos			
<i>Argyrodiaptomus robertsonae</i>			X
<i>Attheyella</i> sp.	X		
Calanoida	X	X	X
Ciclopoida	X	X	X
Copepodito	X	X	X
Copepodito ciclopoida	X	X	X
Harpacticoida	X	X	X
<i>Mesocyclops meridianus</i>	X		
<i>Mesocyclops</i> sp.	X		X
<i>Metacyclops</i> sp.	X	X	X
<i>Microcyclops</i> sp.	X	X	X
Nauplio	X	X	X
Nauplio calanoida	X	X	X
Nauplio ciclopoida	X	X	X
<i>Notodiaptomus</i> sp.	X	X	X
<i>Notodiaptomus henseni</i>	X		
<i>Odontodiaptomus</i> sp.		X	
<i>Paracyclops</i> sp.	X		
<i>Parastenocaris fontinalis</i>	X		
<i>Thermocyclops minutus</i>	X	X	X
<i>Thermocyclops</i> sp.	X	X	X
Cladóceros			
<i>Acroperus harpae</i>			X
<i>Acroperus</i> sp.			X
<i>Alona guttata</i>	X		
<i>Alona</i> sp.	X		X
<i>Alonella dadayi</i>	X	X	X
<i>Alonella</i> sp.	X		
<i>Bosmina longirostris</i>	X	X	X
<i>Bosmina</i> cf. <i>Longirostris</i>	X		
<i>Bosmina</i> sp.	X		
<i>Bosminopsis deitersi</i>	X	X	X
<i>Camptocercus</i> sp.			X
<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	X	X	X
<i>Ceriodaphnia quadrangula</i>	X		
<i>Ceriodaphnia richardi</i>	X		
<i>Ceriodaphnia</i> sp.	X	X	X
<i>Chydorus eurynotus</i>			X
<i>Chydorus parvireticulatus</i>	X		
<i>Chydorus</i> sp.	X		X
<i>Chydorus sphaericus</i>			X
<i>Daphnia gessneri</i>	X	X	X
<i>Daphnia</i> sp.	X	X	X
<i>Diaphanosoma birgei</i>	X		

<i>Diaphanosoma brachyurum</i>	X		
<i>Diaphanosoma sp</i>	X	X	X
<i>Disparalona dadayi</i>	X		X
<i>Disparalona hamata</i>			X
<i>Disparalona sp. 1</i>	X		
<i>Ephemeroporus hybridus</i>	X		X
<i>Graptoleberis testudinaria</i>			X
<i>Ilyocryptus spinifer</i>	X		X
<i>Ilyocryptus sp.</i>			X
<i>Kurzia latissima</i>	X		X
<i>Leydigiopsis curvirostris</i>			X
<i>Leydigiopsis sp.</i>	X	X	X
<i>Macrothrix sp.</i>	X		
<i>Macrothrix triserialis</i>	X		X
<i>Moinodaphnia sp.</i>		X	
<i>Notoalona sculpta</i>	X		X
<i>Pseudochydrorus globosus</i>	X		
<i>Scapholeberis sp.</i>	X		
<i>Simocephalus sp.</i>			X

4.2 MUDANÇAS TEMPORAIS NA COMPOSIÇÃO DE ESPÉCIES

No primeiro objetivo do trabalho, onde foi testada a composição das espécies e como variavam ao longo dos períodos de enchimento da represa, os resultados mostraram que o período anterior ao enchimento compartilhava mais espécies com os outros períodos, sendo a fase rio ideal para o desenvolvimento da maioria das espécies. Pela ocorrência de espécies em todas as fases, não foi possível identificar uma espécie indicadora da fase de pré-enchimento. A comunidade de organismos zooplânctônicos de pós enchimento é que difere mais. De fato, espécies características dessa mudança de ambiente podem ser observadas na tabela 3.

Recordando que a matriz de diversidades beta, comparada com as comunidades locais foi gerada calculando a matriz de distância da padronização de Hellinger. Os resultados da PERMANOVA estão sumarizados na Tabela 2. No resultado da análise pode ser observado que o valor de P da maioria dos grupos estudados é menor do que 0.05, indicando mudança significativa na composição de espécies, com exceção dos Cladóceros, com dados de abundância, cujo P valor = 0.101.

TABELA 2. RESULTADOS DA ANÁLISE DE VARIÂNCIA MULTIVARIADA ATRAVÉS DE PERMUTAÇÃO MOSTRANDO DIFERENÇAS PARA UM AUMENTO OU DIMINUIÇÃO NA COMPOSIÇÃO DE ESPÉCIES DA COMUNIDADE ZOOPLANCTÔNICA (E SEUS GRUPOS SEPARADAMENTE), PARA DADOS DE ABUNDÂNCIA E PRESENÇA E AUSÊNCIA.

Grupos	Resolução	F	P valor
Zooplâncton Total	Abundância	4,324	0,001
Zooplâncton Total	Presença/ausência	3,680	0,001
Cladóceros	Abundância	1,627	0,101
Cladóceros	Presença/ausência	2,736	0,007
Copépodo	Abundância	9,772	0,001
Copépodo	Presença/ausência	7,057	0,001
Rotífero	Abundância	3,526	0,001
Rotífero	Presença/ausência	2,896	0,002

As diferenças foram visualizadas pelas PCoAs disponíveis na Figura 2, todas indicando uma mudança no pós enchimento do reservatório.

É possível observar uma mudança na composição da organização, diferindo durante barragem enchimento do reservatório e principalmente no pós enchimento, com exceção da abundância de Cladóceros, que permaneceu constante. Essa estabilidade pode ser explicada pela reprodução dos Cladóceros, seu ciclo de vida é reduzido através de reprodução partenogênica ou até mesmo da diminuição de estágios larvais, esse fenômeno confere aos Cladóceros uma estratégia competitiva, acarretando o crescimento de suas populações e assim permitindo que continuem com sua composição de espécies iguais ou semelhantes durante as fases de enchimento (MELÃO, 2008).

Espécies típicas do período durante e pós-enchimento foram identificadas (Tabela 3).

FIGURA 3. GRÁFICOS DE ABUNDÂNCIA DO ZOOPLÂNCTON TOTAL (A), PRESENÇA E AUSÊNCIA DO ZOOPLÂNCTON TOTAL (B), ABUNDÂNCIA DE CLADÓCEROS (C), PRESENÇA E AUSÊNCIA PARA CLADÓCERO (D), ABUNDÂNCIA DE COPÉPODOS (E), PRESENÇA E AUSÊNCIA PARA COPÉPODOS (F), ABUNDÂNCIA DE ROTÍFEROS (G) PRESENÇA E AUSÊNCIA PARA ROTÍFEROS (H). OS NÚMEROS 1 INDICAM A FASE DE PRÉ ENCHIMENTO (AZUL), 2 DURANTE O ENCHIMENTO (VERMELHO) E 3 PÓS ENCHIMENTO (VERDE).

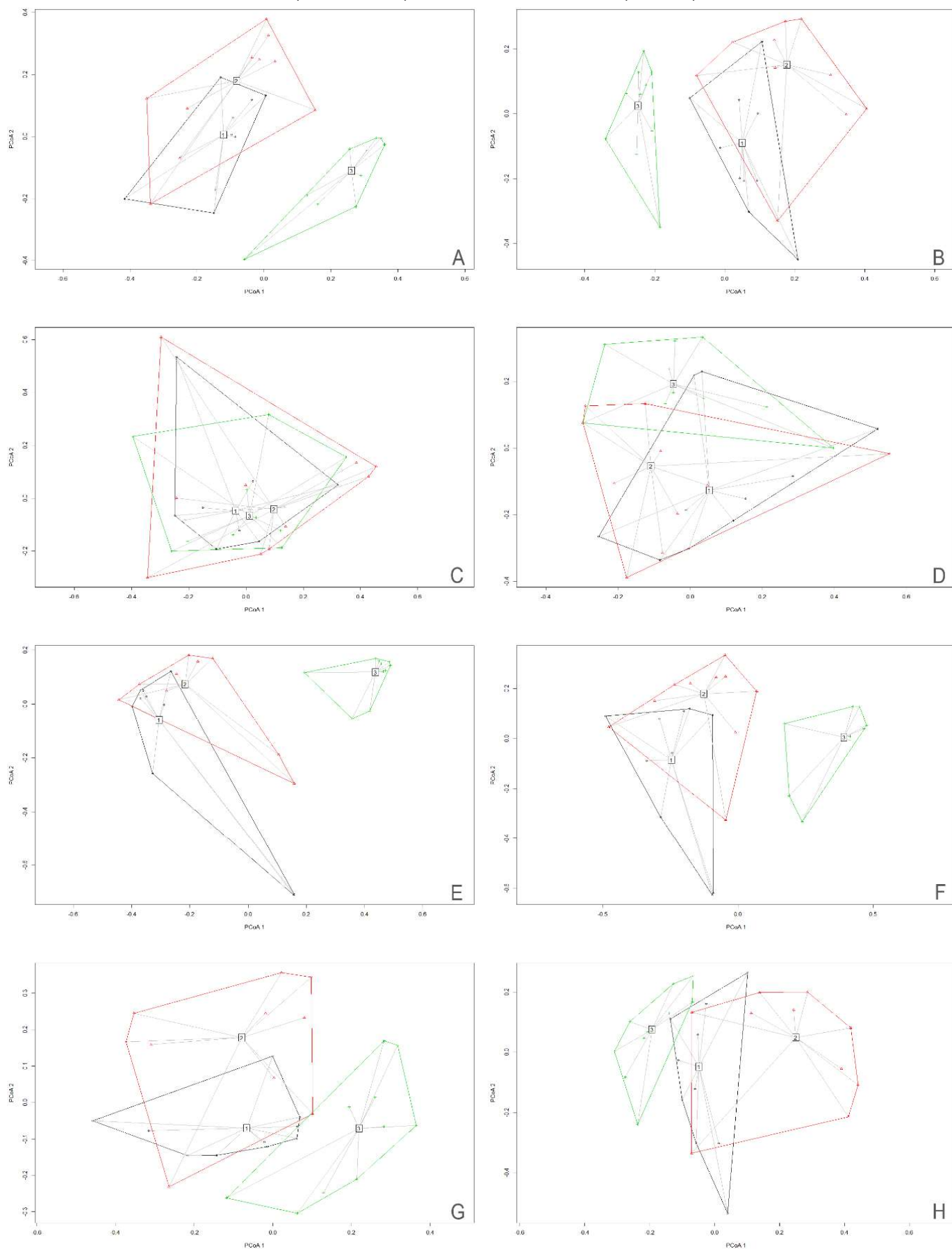


TABELA 3. ESPÉCIES INDICADORAS QUE CARACTERIZAM DIFERENTES PERÍODOS.

Grupos / Espécies	Período	Valor indicador	Probabilidade
Rotíferos			
<i>Trichocerca</i> sp.	Durante enchimento	0,763	0,047
<i>Keratella coclearis</i>	Durante enchimento	0,580	0,005
<i>Brachionus falcatus</i>	Durante enchimento	0,574	0,034
<i>Asplanchna brightwellii</i>	Pós enchimento	0,900	0,001
<i>Keratella americana</i>	Pós enchimento	0,688	0,002
<i>Lecane amazonica</i>	Pós enchimento	0,665	0,002
<i>Synchaeta</i> sp.	Pós enchimento	0,597	0,003
<i>Lecane leontina</i>	Pós enchimento	0,586	0,009
<i>Testudinella mucronata</i>	Pós enchimento	0,549	0,006
<i>Lecane elsa</i>	Pós enchimento	0,500	0,003
<i>Testudinella tridentata</i>	Pós enchimento	0,496	0,008
<i>Filinia opoliensis</i>	Pós enchimento	0,470	0,046
Copépodos			
<i>Odontodiptomus</i> sp.	Durante enchimento	0,400	0,027
Copepodito	Durante enchimento	0,378	0,039
Ciclopoida	Pós enchimento	0,900	0,001
<i>Mesocyclops</i> sp.	Pós enchimento	0,589	0,002
Nauplio Ciclopoida	Pós enchimento	0,500	0,008
nauplio Calanoida	Pós enchimento	0,400	0,018

Obtiveram-se 18 espécies indicadoras, na maior parte caracterizando o período de pós enchimento da represa, sendo as espécies mais representativas *Asplanchna brightwellii* e Ciclopoidas. O enchimento da represa torna a água mais turva, devido ao levantamento de sedimento, além da decomposição de matéria orgânica, isso favorece o desenvolvimento de algumas espécies e também afeta o desenvolvimento de outras. Espécies da família Lecanidae, Brachionidae e Trichocercidae são típicas de ambiente de inundação, isso acontece devido a maior interligação dos sistemas, ocasionando uma homogeneização (BONECKER *et al.*, 1994; LANSAC-TOHA *et al.*, 2004).

Para Copépodos a organização espacial foi modificada continuamente, a alta abundância de Copepodo, representada por diferentes estágios de desenvolvimento, corresponde uma boa adaptação de ocupação, de nichos diferentes, para se obter sucesso de sobrevivência. E principalmente, aponta sua importância no processo de transferência de energia aos níveis tróficos superiores (CARDOSO, 2008).

Outra característica dos Copépodos são que calanoides são essencialmente filtradores, sendo o fitoplâncton a principal fonte de nutrição. Os Copépodos ciclopoides são na maioria carnívoros, sendo sua dieta baseada em protozoários,

Rotíferos e larvas de alguns insetos, podendo até servir como controle biológico, no caso de larvas de mosquitos *Aedes spp.* Harpacticóides são principalmente coletores de partículas. (ESTEVES, 2011).

4.3 MUDANÇAS TEMPORAIS NA ORGANIZAÇÃO ESPACIAL

Segundo Baselga (2010), a associação dos diferentes padrões de diversidade beta aos seus respectivos fenômenos biológicos, é essencial para analisar a causalidade dos processos biodiversidade subjacente. Assim, distinguir *turnover* real de aninhamento é crucial para nossa compreensão das questões biogeográficas, ecológicas e de conservação.

Como descrito, as correlações na organização espacial de *turnover* e aninhamento foram analisados antes da construção da barragem, durante o enchimento e após a construção da barragem. Um valor não nulo de r (p -valor $< 0,05$) significa que as matrizes de distância são correlacionadas, ou seja, quando uma distância aumenta a outra também aumenta (se r é positivo), ou quando uma aumenta outra diminui (r negativo). Esses valores indicam que a organização espacial das comunidades se mantém (RIBAS; PADIAL, 2015). Os valores significativos podem ser observados em destaque nas Tabelas 4 e 5.

O resultado para este teste analisando o zooplâncton total foi que a organização espacial é correlacionada entre pré enchimento e durante enchimento sendo o $r = 0,81$, com o valor máximo de 1,0 para comparação. É possível observar que no pré enchimento, durante e pós existe uma correlação, mas com valores baixos. Durante e pós enchimento, apesar dos valores se manterem significativos, indicam que a organização espacial é afetada, ou seja, muda a organização espacial da composição de espécies. Para o aninhamento, nunca houve correlação significativa, indicando que o enchimento do reservatório sempre muda os padrões de aninhamento dos pontos amostrais.

Cladóceros possuem concordância no período de pré enchimento e durante o enchimento com o valor $r = 0,61$, pré e pós enchimento não possuem valores significativos. É possível observar que após o enchimento a organização espacial sofreu grande alteração, o valor relativo a durante o enchimento da barragem é intermediário, pois é significativo para os dois, sendo explicado pela fase de transição da organização espacial. Para aninhamento os valores não são significativos. É

possível que, devido a possíveis consequências da eutrofização após o enchimento, o aumento dos nutrientes na água pode ter influenciado no aumento da biomassa de algas e na redução de macrófitas, e conseqüentemente, na redução da riqueza zooplanctônica (CABRAL, 2015). Outro fator que pode explicar a alteração na organização espacial é que a redução da concentração de oxigênio dissolvido, podendo ser causada também pela decomposição de matéria orgânica, assim como partículas inorgânicas em suspensão, além da luminosidade inadequada do corpo d'água, pode levar a uma baixa taxa de filtração dos Cladóceros (ESTEVES, 2011).

Os valores de correlação para o *turnover* para Copépodos não foram significativos. Através dos resultados também é possível observar que organização espacial afetou mais Copépodos do que Cladóceros e Rotíferos. Os valores para aninhamento não foram significativos devido ao valor negativo encontrado.

Para os Rotíferos os valores obtidos de *turnover* possuem concordância espacial entre períodos, sendo o valor para durante e pós enchimento de $r=0.62$ e para aninhamento não significativos, tendo como resultado todos os valores negativos. A distribuição horizontal e vertical dos Rotíferos é classificada como heterogênea, o gênero *Brachionus* costuma se prender a filamentos de algas sendo assim uma situação de predominância não planctônica. Um dos motivos apontados por pesquisadores para explicar a heterogeneidade dos Rotíferos é o fotoperíodo, quantidade de oxigênio dissolvido, disponibilidade de alimento (fitoplâncton) e quantidade de predadores. (ESTEVES, 2011)

TABELA 4. ANÁLISE DE ABUNDÂNCIA UTILIZANDO TESTE DE MANTEL (* VALORES QUE APRESENTAM RESULTADOS SIGNIFICATIVOS).

Dados	Resolução	Faceta do beta	Comparação	r	p-valor
Zooplâncton	Abundância	Turnover	Pré - Durante	0,813	* 0,001
Zooplâncton	Abundância	Turnover	Pré - Pós	0,567	*0,003
Zooplâncton	Abundância	Turnover	Durante -Pós	0,493	*0,018
Zooplâncton	Abundância	Aninhamento	Pré - Durante	-0,022	0,435
Zooplâncton	Abundância	Aninhamento	Pré - Pós	-0,213	0,957
Zooplâncton	Abundância	Aninhamento	Pós - Durante	0,185	0,126
Cladóceros	Abundância	Turnover	Pré - Durante	0,610	*0,049
Cladóceros	Abundância	Turnover	Pré - Pós	0,412	0,124
Cladóceros	Abundância	Turnover	Pós - Durante	0,581	*0,007
Cladóceros	Abundância	Aninhamento	Pré- Durante	0,016	0,467

Cladóceros	Abundância	Aninhamento	Pré- Pós	-0,199	0,818
Cladóceros	Abundância	Aninhamento	Pós – Durante	0,072	0,337
Copepodo	Abundância	Turnover	Pré – Durante	-0,139	0,696
Copepodo	Abundância	Turnover	Pré – Pós	0,139	0,184
Copepodo	Abundância	Turnover	Pós – Durante	-0,160	0,743
Copepodo	Abundância	Aninhamento	Pré – Durante	-0,068	0,612
Copepodo	Abundância	Aninhamento	Pré – Pós	0,025	0,442
Copepodo	Abundância	Aninhamento	Pós – Durante	0,217	0,140
Rotífero	Abundância	Turnover	Pré- Durante	0,588	*0,001
Rotífero	Abundância	Turnover	Pré - Pós	0,406	*0,036
Rotífero	Abundância	Turnover	Pós- Durante	0,626	*0,001
Rotífero	Abundância	Aninhamento	Pré - Durante	-0,172	0,888
Rotífero	Abundância	Aninhamento	Pré - Pós	-0,353	0,994
Rotífero	Abundância	Aninhamento	Pós - Durante	-0,058	0,636

TABELA 5. PRESENÇA E AUSÊNCIA UTILIZANDO TESTE DE MANTEL. (* VALORES QUE APRESENTAM RESULTADOS SIGNIFICATIVOS).

Dados	Resolução	Faceta do beta	Comparação	R	P valor
Zooplâncton	Presença/Ausência	Turnover	Pré - Durante	0,412	*0,037
Zooplâncton	Presença/Ausência	Turnover	Pré- Pós	0,471	*0,011
Zooplâncton	Presença/Ausência	Turnover	Pós - Durante	0,410	*0,076
Zooplâncton	Presença/Ausência	Aninhamento	Pré - Durante	-0,263	0,985
Zooplâncton	Presença/Ausência	Aninhamento	Pré- Pós	-0,181	0,917
Zooplâncton	Presença/Ausência	Aninhamento	Pós - Durante	0,077	0,295
Cladóceros	Presença/Ausência	Turnover	Pré - Durante	0,421	*0,045
Cladóceros	Presença/Ausência	Turnover	Pré- Pós	0,702	*0,002
Cladóceros	Presença/Ausência	Turnover	Pós - Durante	0,370	*0,018
Cladóceros	Presença/Ausência	Aninhamento	Pré - Durante	-0,063	0,588
Cladóceros	Presença/Ausência	Aninhamento	Pré- Pós	0,119	0,246
Cladóceros	Presença/Ausência	Aninhamento	Pós - Durante	-0,021	0,517
Copepodo	Presença/Ausência	Turnover	Pré - Durante	0,013	0,447
Copepodo	Presença/Ausência	Turnover	Pré- Pós	0,062	0,352
Copepodo	Presença/Ausência	Turnover	Pós - Durante	-0,190	0,772
Copepodo	Presença/Ausência	Aninhamento	Pré - Durante	0,066	0,322
Copepodo	Presença/Ausência	Aninhamento	Pré- Pós	0,243	*0,053
Copepodo	Presença/Ausência	Aninhamento	Pós - Durante	0,476	*0,016
Rotífero	Presença/Ausência	Turnover	Pré - Durante	0,388	*0,039
Rotífero	Presença/Ausência	Turnover	Pré- Pós	0,286	*0,077
Rotífero	Presença/Ausência	Turnover	Pós - Durante	0,369	*0,077
Rotífero	Presença/Ausência	Aninhamento	Pré - Durante	-0,239	0,940

Rotífero	Presença/Ausência	Aninhamento	Pré- Pós	-0,345	0,999
Rotífero	Presença/Ausência	Aninhamento	Pós - Durante	-0,017	0,551

4.4 MUDANÇAS TEMPORAIS NA DIVERSIDADE BETA DA METACOMUNIDADE

No terceiro objetivo foi analisada a diversidade beta da metacomunidade, considerando a variação total entre todos os pontos amostrados de um determinado período (*sensu* ANDERSON *et al.*, 2006). A caracterização de metacomunidade é uma maneira importante de visualizar as ligações entre diferentes escalas espaciais na ecologia. Nas tabelas 6 e 7 é possível ver os resultados para essa análise.

Diferenças significativas foram comumente observadas com dados de presença e ausência. Na maioria dos resultados significativos, houve evidência de aumento de aninhamento durante o enchimento, o que de fato indica um efeito homogeneizador da comunidade durante essa fase. Também houve evidência de diminuição de *turnover* de Rotíferos, o que ressalta o efeito homogeneizador da formação do reservatório. Porém, na maioria das comparações, os resultados não foram significativos.

O processo de homogeneização biótica é complexo e há múltiplas formas de avaliá-lo (OLDEN; ROONEY, 2006; OLDEN *et al.*, 2018). Especificamente para reservatórios, esse efeito já foi demonstrado em múltiplas escalas considerando a comunidade de peixes (DAGA *et al.* 2015). Nós mostramos que para zooplâncton, a homogeneização ocorre principalmente durante o enchimento, observado por um dos componentes da diversidade beta (aninhamento, *sensu* BASELGA 2010), mas que provavelmente está relacionado com as mudanças composicionais evidenciadas na Figura 2. Dessa forma, isso evidencia a complexidade do processo e as diferentes formas de avaliá-lo.

TABELA 6. A DIVERSIDADE BETA TOTAL DAS METACOMUNIDADES DE CADA PERÍODO UTILIZANDO ABUNDÂNCIA.

Dados	Resolução	Período	Faceta da diversidade	Diversidade beta	Teste de diferença
Zooplâncton	Abundância	Antes	Turnover	0,418	F =0,279; P valor=0,765
Zooplâncton	Abundância	Durante	Turnover	0,398	
Zooplâncton	Abundância	Após	Turnover	0,379	
Zooplâncton	Abundância	Antes	Aninhamento	0,025	F=0,333; P valor=0,740
Zooplâncton	Abundância	Durante	Aninhamento	0,024	
Zooplâncton	Abundância	Após	Aninhamento	0,018	
Cladóceros	Abundância	Antes	Turnover	0,377	F=0,149; P valor=0,887
Cladóceros	Abundância	Durante	Turnover	0,326	
Cladóceros	Abundância	Após	Turnover	0,359	
Cladóceros	Abundância	Antes	Aninhamento	0,023	F= 4,108; P valor=0,024
Cladóceros	Abundância	Durante	Aninhamento	0,055	
Cladóceros	Abundância	Após	Aninhamento	0,033	
Copepodo	Abundância	Antes	Turnover	0,390	F=0,028; P valor=0,968
Copepodo	Abundância	Durante	Turnover	0,386	
Copepodo	Abundância	Após	Turnover	0,409	
Copepodo	Abundância	Antes	Aninhamento	0,022	F=7,593; P valor=0,001
Copepodo	Abundância	Durante	Aninhamento	0,070	
Copepodo	Abundância	Após	Aninhamento	0,016	
Rotífero	Abundância	Antes	Turnover	0,402	F=0,904; P valor=0,425
Rotífero	Abundância	Durante	Turnover	0,332	
Rotífero	Abundância	Após	Turnover	0,349	
Rotífero	Abundância	Antes	Aninhamento	0,034	F=5,057; P valor=0,014
Rotífero	Abundância	Durante	Aninhamento	0,064	
Rotífero	Abundância	Após	Aninhamento	0,030	

TABELA 7. A DIVERSIDADE BETA TOTAL DAS METACOMUNIDADES DE CADA PERÍODO UTILIZANDO PRESENÇA/AUSÊNCIA.

Dados	Resolução	Período	Faceta da diversidade	Diversidade beta	Teste de diferença
Zooplâncton	Presença/Ausência	Antes	Turnover	0,404	F=2,377 P valor=0,102
Zooplâncton	Presença/Ausência	Durante	Turnover	0,284	
Zooplâncton	Presença/Ausência	Após	Turnover	0,302	
Zooplâncton	Presença/Ausência	Antes	Aninhamento	0,072	F=4,887 P valor=0,006
Zooplâncton	Presença/Ausência	Durante	Aninhamento	0,111	
Zooplâncton	Presença/Ausência	Após	Aninhamento	0,034	
Cladóceros	Presença/Ausência	Antes	Turnover	0,393	F=1,729 P valor=0,193
Cladóceros	Presença/Ausência	Durante	Turnover	0,243	
Cladóceros	Presença/Ausência	Após	Turnover	0,345	
Cladóceros	Presença/Ausência	Antes	Aninhamento	0,110	F=6,017 P valor=0,006
Cladóceros	Presença/Ausência	Durante	Aninhamento	0,246	
Cladóceros	Presença/Ausência	Após	Aninhamento	0,097	

Copepodo	Presença/Ausência	Antes	Turnover	0,473	F=1,301 P valor=0,291
Copepodo	Presença/Ausência	Durante	Turnover	0,379	
Copepodo	Presença/Ausência	Após	Turnover	0,337	
Copepodo	Presença/Ausência	Antes	Aninhamento	0,067	F=3,119 P valor=0,029
Copepodo	Presença/Ausência	Durante	Aninhamento	0,180	
Copepodo	Presença/Ausência	Após	Aninhamento	0,077	
Rotifero	Presença/Ausência	Antes	Turnover	0,394	F=3,147 P valor=0,057
Rotifero	Presença/Ausência	Durante	Turnover	0,253	
Rotifero	Presença/Ausência	Após	Turnover	0,279	
Rotifero	Presença/Ausência	Antes	Aninhamento	0,073	F=13,643 P valor=0,002
Rotifero	Presença/Ausência	Durante	Aninhamento	0,163	
Rotifero	Presença/Ausência	Após	Aninhamento	0,047	

Em resumo, nossos resultados apontam os profundos efeitos do enchimento de reservatórios nas comunidades aquáticas. Demonstramos isso considerando múltiplos aspectos da diversidade avaliando a mudança composicional, a organização espacial e evidenciando processos de homogeneização biótica não evidentes por métricas comumente utilizadas como Sorensen e Bray-Curtis (OLDEN *et al.*, 2018).

Segundo Baxter (1985), grandes represamentos podem modificar o clima em suas vizinhanças, induzir atividade sísmica sob certas condições geofísicas que ainda não são totalmente compreendidas e contribuir na disseminação de algumas doenças. Dessa forma, considerando não somente o meio aquático como também o sistema terrestre ao seu redor, a composição da comunidade inserida na coluna d'água é fundamental para compreensão das consequências de alterações provenientes de atividades antrópicas, como concentração inadequada de nutrientes, mudança na temperatura e profundidade (TUNDISI; TUNDISI, 2013). Um esquema simplificado que mostra a interação entre vários fatores ambientais e medidas que auxiliam na recuperação de um ecossistema pode ser visualizado no diagrama de Rawson (Anexo 3), através dele é possível entender os sistemas aquáticos, o que possibilita a compreensão de sua ecologia dinâmica e pode ser utilizado na conservação e recuperação de lagos. (TUNDISI; TUNDISI, 2013).

O estudo dessa mudança de ambiente é significativo pois os reservatórios são ecossistemas intermediários entre rios e lagos, fragmentam a paisagem formando lagos artificiais conectados por rios e mudam importantes processos ecológicos, por exemplo, produção de matéria orgânica e ciclagem de nutrientes (SIMÕES *et al.*, 2015).

Outro fator significativo na região do reservatório, é que o principal impacto decorre da alteração de ambiente lótico para lêntico, apresentando variações temporais e espaciais relevantes. Essa mudança de ambiente altera a turbidez, concentração de oxigênio e outros fatores, que favorecem o desenvolvimento de algumas espécies e perturbam o desenvolvimento de outras. Após a formação de um reservatório, acontece um aumento da riqueza de espécies de peixes devido à incorporação de diversos habitats, que tende a diminuir à medida que o reservatório envelhece, esse processo também influencia na comunidade zooplanctônica (AGOSTINHO; *et al.*, 2008).

Devido à pouca idade do reservatório, ainda não é possível estimar com precisão se as alterações são persistentes, mas é seguro afirmar que o enchimento causou alterações na comunidade zooplanctônica. Devido à mudança de ambiente na construção da barragem, o ambiente no período de construção sofreu alterações na sua organização espacial, indicando que ocorreu uma mudança no ecossistema foi significativa. A alta dinâmica temporal desse sistema ressalta a importância do monitoramento contínuo das comunidades em ambientes com interferência antrópica, como reservatórios. Isso tudo ressalta a necessidade de um planejamento de recuperação e conservação desses ambientes.

REFERÊNCIAS

AGOSTINHO, A. A.; PELICICE, F. M.; GOMES, L. C. Dams and the fish fauna of the Neotropical region: impacts and management related to diversity and fisheries. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, 2008. v.68, n.4, s0.

ANDERSON, M. J.; WALSH, D. C. I. Permanova, anosim, and the Mantel test in the face of heterogeneous dispersions: What null hypothesis are you testing? **The Ecological Society of America, Ecological Monographs**, New Zealand, 2013. v.4, p. 557–574.

ANDERSON, M.J. A new method for non-parametric multivariate analysis of variance. **Austral Ecology**, New Zealand, 2001, v. 26, l. 1, p. 32-46

ANDERSON, M.J., ELLINGSEN, K. E.; MCARDLE, B. H. Multivariate dispersion as a measure of beta diversity. **Ecology Letters**, 2006. v. 9, p. 683–693.

AZEVEDO-SANTOS, V. M.; FEARNSIDE, P. M.; OLIVEIRA, C. S.; PADIAL, A. A.; PELICICE, F. M.; IMA-JUNIOR, D. P.; VITULE, J. R. S. Removing the abyss between conservation science and policy decision in Brazil. **Biodiversity and Conservation**, 2017. V. 26, p. 1745–1752.

BASELGA, A.; ORME, D.; VILLEGGER, S.; BORTOLI, J.; LEPRIEUR, F. **Betapart: Partitioning Beta Diversity into Turnover and Nestedness Components**. R package version 1.4-1. 2017.

BASELGA, A. Partitioning the turnover and nestedness components of beta diversity. **Global Ecology and Biogeography**, 2010. v. 19, p. 134–143.

BAXTER, R. M. Environmental effects of reservoirs. In: Microbial Processes in Reservoirs. **Developments in Hydrobiology**, 1985. v. 27, p. 1-26

BJØRNSTAD, O. N.; ROLF, A.; IMS, X. L. Spatial population dynamics: analyzing patterns and processes of population synchrony. **Trends in Ecology & Evolution**, Santa Barbara, 1999. v. 14, p. 427–432.

BONECKER, C. C.; SIMÕES, N. R., MINTE-VERA, C. V.; LANSAC-TÔHA, F. A.; VELHO, L. F. M.; AGOSTINHO, A. A. Temporal changes in zooplankton species diversity in response to environmental changes in an alluvial valley. **Limnologica**, 2013. v. 43, i. 2, p. 114-121.

CABRAL, C. R. **Padrões de diversidade α (alfa) e β (beta) zooplanctônica em lagos tropicais: a importância da estrutura do habitat e da identidade das espécies**. Tese (Doutorado em Ecologia) - Centro de Biociências, Universidade Federal do Rio Grande do Norte, Natal, 2015.

CARDOSO, L. S.; RAMOS, J. D.; MELLO. HEBER, O. O. Composition, density and abundance of populations of cladocera, copepoda and rotífera of area of permanent protection of Uberabinha river. **Em extensão**, Uberlândia, 2008. v. 7, n. 2, p. 95 - 106

CETESB. **Determinação de Bentos de Água Doce - Macroinvertebrados: Método Qualitativo e Quantitativo**. São Paulo, 2006. Norma Técnica L5 309.

COMPANHIA PARANAENSE DE ENERGIA ELETRICA. **Usina Hidrelétrica de Colíder**. Disponível em: <<http://www.copel.com/uhecolider/>> Acesso em: 05 de setembro de 2018.

DAGA, V. S.; SKÓRA, F.; PADIAL, A. A.; ABILHOA, V.; GUBIANI, E. A.; VITULE, J. R. S. Homogenization dynamics of the fish assemblages in Neotropical reservoirs: Comparing the roles of introduced species and their vectors. **Hydrobiologia**, 2015. v.746, i. 1, p. 327–347.

ELMOOR-LOUREIRO, L. M. A. **Manual de identificação de Cladóceros límnicos do Brasil**. Universidade Católica de Brasília. Editora universa, 1997.

EMERY, K. A., WILKINSON, G. M., BALLARD, F. G., & PACE, M. L. Use of allochthonous resources by zooplankton in reservoirs. **Hydrobiologia**, 2015. v. 758, p. 257–269.

ESTEVES, F. A. **Fundamentos de limnologia**. 3ª Edição. Rio de Janeiro: Interciência, 2011.

GALVÃO, A. M. F. **A comunidade zooplanctônica como bioindicadora do estado trófico de reservatórios em região semiárida tropical**. Dissertação (Mestrado em Engenharia Sanitária) - Centro de Tecnologia. Universidade federal do rio grande do norte, Natal, 2014.

GAZULHA, V. **Zooplâncton límnico**. Manual ilustrado. 1ª Edição. Rio de Janeiro: Technical Books, 2012.

GOWER, J. C. Some distance properties of latent root and vector methods used in multivariate analysis. **Biometrika**, 1966. v. 53, p. 325–328.

JOKO, C. Y. **Taxonomia de Rotíferos monogonontas da planície de inundação do alto rio Paraná (MS/PR)**. Tese (Doutorado em ecologia de ambientes aquáticos continentais) - Departamento de biologia, Universidade Estadual de Maringá, 2011.

LEIBOLD. M. A.; HOLYOAK M.; MOUQUET N.; AMARASEKARE P.; CHASE J. M.; HOOPES M. F.; HOLT R. D.; SHURIN J. B.; LAW R.; TILMAN D.; LOREAU M.; GONZALEZ A. The metacommunity concept: a framework for multi-scale community ecology. **Ecology Letters**, 2004. v. 7, p. 601–613.

LEGENDRE, P.; GALLAGHER, E. D. Ecologically meaningful transformations for ordination of species data. **Oecologia**, 2001. v. 129, p. 271–280.

MANTEL, N. The detection of disease clustering and a generalized regression approach. **Cancer Res**, 1967. v. 27, p. 209–220.

MELÃO, M. G. G. Desenvolvimento e aspectos reprodutivos de cladóceros e copépodos de águas continentais brasileiras. **Perspectivas na Limnologia do Brasil**, 2008. Cap 3.

NOGUEIRA, I. S.; NABOUT, J. C.; OLIVEIRA, J. E.; SILVA, K. D. Diversidade (alfa, beta e gama) da comunidade fitoplanctônica de quatro lagos artificiais urbanos do município de Goiânia, GO. **Hoehnea**, 2008. v. 35, p. 219-233.

OLDEN, J. D.; ROONEY, T. P. On defining and quantifying biotic homogenization. **Global Ecology and Biogeography**, 2006. v. 15, p. 113–120.

OLDEN, J. D.; COMTE, L.; GIAM, X. The Homogocene: a research prospectus for the study of biotic homogenisation 2018. **Neobiota**, 2015. v. 37, p. 23-36.

PRADO, P. I.; LEWINSOHN, T. M.; CARMO, R. L.; HOGAN, D. J. Ordenação multivariada na ecologia e seu uso em ciências ambientais. **Ambiente & Sociedade**, 2002. v. 10.

PROVETE, D. B., SILVA, F. R.; SOUZA, T. G. Estatística Aplicada à Ecologia usando o R. Universidade Estadual Paulista, São José do Rio Preto, 2011.

R CRAN - LABDSV. ROBERTS, D. W. Ordination and Multivariate Analysis for Ecology. 2016.

R CRAN - PACKAGE VEGAN. OKSANEN, J.; BLANCHET, F. G.; FRIENDLY M.; KINDT R.; LEGENDRE P.; MCGLINN, D.; MINCHIN, P. R.; O'HARA, R. B.; SIMPSON, G. L.; SOLYMOS, P.; STEVENS, M. H. H.; SZOECES, E.; WAGNER, H. 2017. vegan: Community Ecology Package.

RIBAS, L. G. S.; PADIAL, A. A. The use of coarser data is an effective strategy for biological assessments. **Hydrobiologia**, 2014. v. 747, p. 83 - 95.

RUTTNER-KOLISKO, **A. Plankton rotifers Biology and Taxonomy**. Die Binnengewässer, einzeldarstellungen aus der limnologie und ihren nachbargebieten. Stuttgart, 1974. v. XXVI/1.

SHIEL, R. J. **A guide to identification of rotifers, cladocerans and copepods from Australian inland waters**. cooperative research centre for freshwater ecology, identification guide nº3. 1995.

SILVA, E. N. S.; ROBERTSON, B. A.; REID, J. L. W.; HARDY, E. R. Atlas de Copépodos planctônicos, Calanoida e cyclopoida(Crustacea), da Amazônia Brasileira. I. Represa de Curuá-Uma, Pará. **Revista Brasileira de Zoologia**, 1989. v.6, n.4, p. 725-758.

SIMÕES, N. R.; NUNES, A. H.; DIAS, J. D.; LANSAC-TÔHA, F. A.; VELHO, L. F. M.; BONECKER, C. C. Impact of reservoirs on zooplankton diversity and implications for the conservation of natural aquatic environments. **Hydrobiologia**, 2015. v. 758, p. 3–17.

SOARES, C. E. A.; VELHO, L. F. M.; LANSAC-TÔHA, F. A.; BONECKER, C. C.; LANDEIRO, V. L.; BINI, L. M. The likely effects of river impoundment on beta-diversity of a floodplain zooplankton metacommunity. **Natureza & Conservação**, 2015. v. 13, p. 74-79.

SOCOLAR, J. B.; GILROY, J. J.; KUNIN, W. E.; EDWARDS, D. P. How should beta-diversity inform biodiversity conservation?. **Trends Ecol Evol**, 2016. v. 31, p. 67-80.

SPERLING, E. V. Hydropower in Brazil: overview of positive and negative environmental aspects. **Elsevier**, Belo Horizonte, 2012. v. 18, p. 110-118.

TUNDISI, J. G; TUNDISI, T. M. **Limnologia**. 1ª reimpressão, São Paulo: Oficina de textos, 2013.

VIEIRA, M. C. **Padrões espaço-temporais do zooplâncton em um reservatório hidrelétrico tropical**. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais), Universidade de Brasília, 2017.


WITTY, L. M. **Practical Guide to Identifying freshwater crustacean zooplankton. Cooperative freshwater ecology unit**. 2ª Edição. Canadá: Cooperative Freshwater Ecology Unit Department of biology, 2004.

WOSIACK, A. C. ., ARRUDA, N. M. B. ., PIRES, G. R. M., SIECIECHOWICZ, M. S. F., TREMARIN, P. I., ANDRADE, P. D. B. ., & LARCHER, L.. **Diagnóstico das condições limnológicas, da qualidade da água superficial e macrófitas aquáticas na região do empreendimento UHE Colíder**. Curitiba, 2018. p. 1-164. Relatório 6 - Ciclo 2016-2017.

ZHAO, K., SONG, K., PAN, Y., WANG, L., DA, L., & WANG, Q. Metacommunity structure of zooplankton in river networks : Roles of environmental and spatial factors. **Ecological Indicators**, 2017. v. 73, p. 96–104.

ANEXO

Anexo 1. Autorização para uso de dados:

 COPEL Geração e Transmissão	Formulário de Solicitação de Uso de Dados de Qualidade da Água	Nº/Ano
---	--	--------

Solicitante: Patricia Dammski Borges de Andrade		
RG: 7.579.241-7	CPF: 056.379.279-52	Reg. Profissional: CRBio 66180-07D
Instituição: Institutos Lactec		
<p>Solicito a autorização para o uso de dados do monitoramento do zooplâncton da UHE Colíder, integrado ao monitoramento da qualidade da água, para estudos taxonômicos e ecológicos deste grupo, a serem desenvolvidos pela estagiária (bolsista IEL) Jaqueline Schmidt da Universidade Federal do Paraná, sob minha orientação e do Professor Dr. André Padial da UFPR, em sua monografia de conclusão de curso (graduação em Ciências Biológicas). Os dados a serem utilizados serão os coletados entre 2017 e 2018, inclusive os das amostras já coletadas em 2017.</p>		
Orientador: Prof. M.Sc. Patricia Dammski Borges de Andrade (Lactec), Prof. Dr. André Padial (UFPR)		
<p>Objetivos, resultados esperados e divulgação: O objetivo do uso destes dados é a elaboração de monografia de conclusão de curso em ciências biológicas, com os seguintes resultados esperados: descrição taxonômica dos principais grupos do zooplâncton (Rotifera, Cladocera, Copepoda) para a região; Avaliação ecológica dos grupos, abordando a ocorrências de espécies e densidades, e o comparativo entre grupos; possível elaboração de atlas de espécies da região para embasar futuros trabalhos. Tais dados ficarão disponíveis na monografia da aluna Jaqueline, em cópia física na biblioteca da universidade, e em meio eletrônico no site da universidade. Caso haja interesse na publicação dos dados em anais de eventos, revistas científicas, etc., faremos novas solicitações individualmente para cada trabalho.</p>		



Assinalar:

- Como solicitante da presente autorização, me comprometo a citar o Programa de Monitoramento de Qualidade de Água de Reservatórios da COPEL, executado pelo LACTEC, como fonte dos dados trabalhados.
- Como solicitante da presente autorização, me comprometo a enviar cópia do artigo (ou resumo de trabalho acadêmico) à COPEL para análise, bem como cópia final da publicação/relatório, uma vez efetivada.
- Como solicitante da presente autorização, me comprometo pela utilização idônea e responsável dos dados, somente para os referidos fins, e não repassá-los a terceiros sem a anuência da Copel.

Curitiba, 23/08/2017

Patricia Dammski Borges de Andrade

Solicitante

Parecer Gestor Copel	
Autorizado <input checked="" type="checkbox"/> Negado <input type="checkbox"/>	 Geovanni Esdailo Reg 60807
Autorização Gerente Copel	
Autorizado <input checked="" type="checkbox"/> Negado <input type="checkbox"/>	 Geovanni Esdailo Reg 60807

Ressalvas:.....

.....

.....

.....

APÊNDICE

APÊNDICE 1. Gráficos de calor (heatmap) utilizando padronização de hellinger, através de uma matriz de diversidades beta e matriz de diversidades beta de sorensen (usando bray curtis padronizada por presença/ausência), lembrando que as cores escuras representam zero, quanto mais claro mais próximo de 1, indicando que não possuem espécies em comum. A diagonal vermelha deve ser desconsiderada, pois o ponto está sendo comparado com ele mesmo.

Gráfico 1 – Gráfico de calor, utilizando padronização de hellinger para zooplâncton total

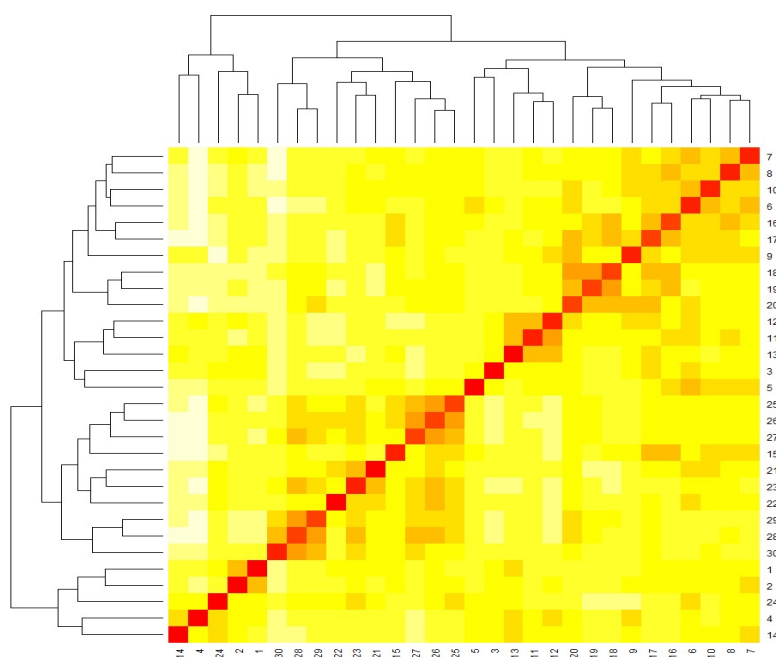


Gráfico 2 – Gráfico de calor, utilizando padronização de hellinger para Cladóceros:

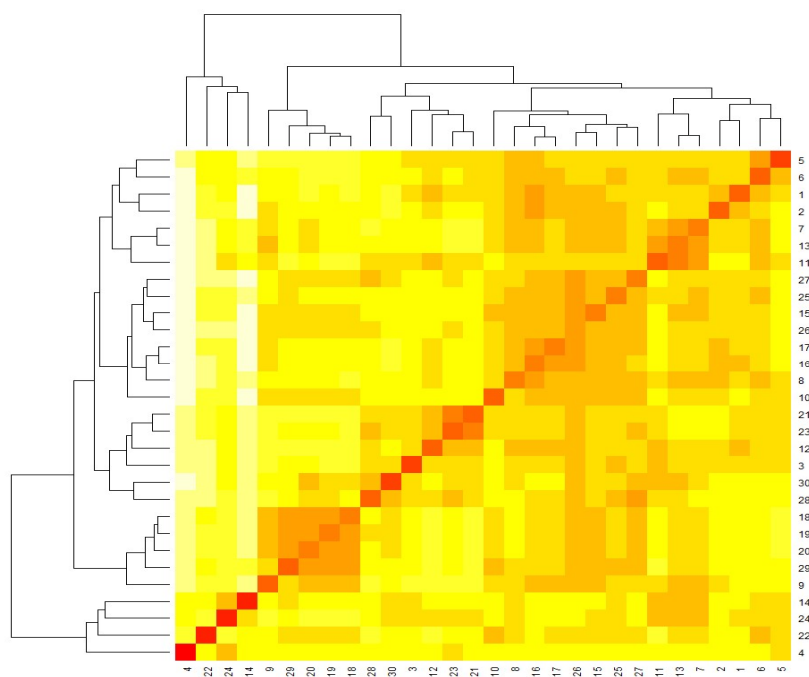


Gráfico 3 – Gráfico de calor, utilizando padronização de hellinger para Copéodos:

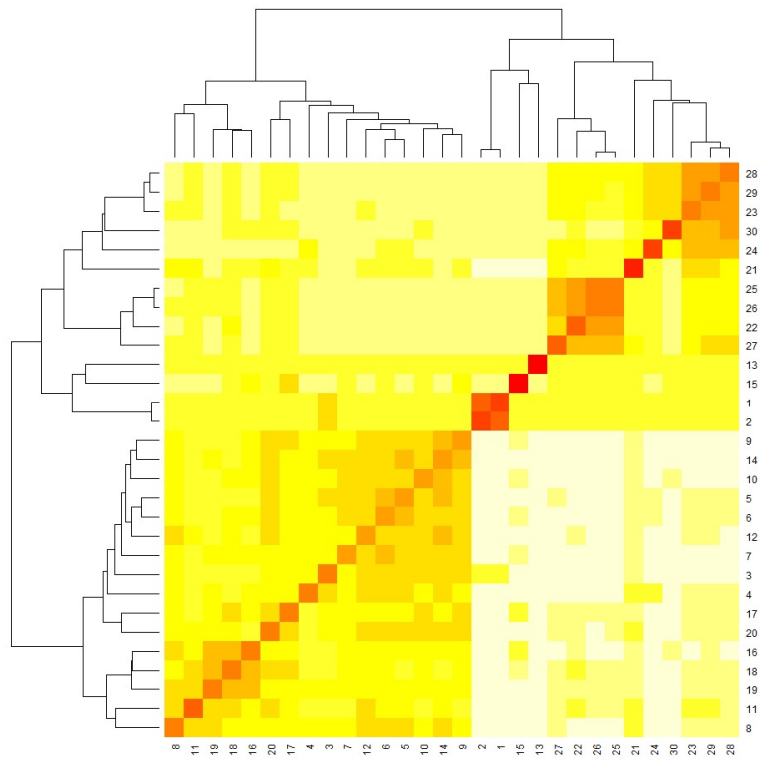


Gráfico 4 – Gráfico de calor, utilizando padronização de hellinger para Rotíferos:

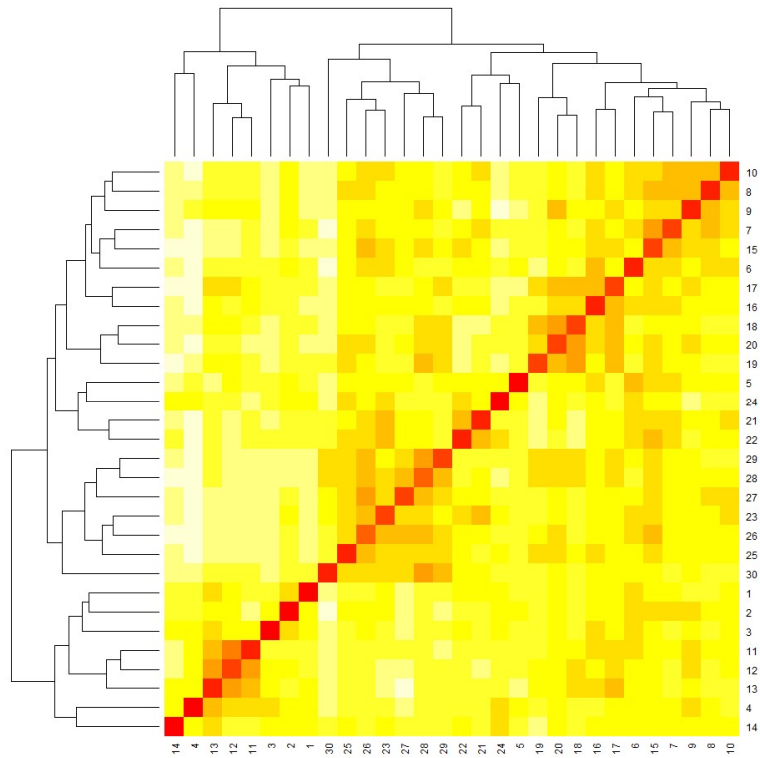


Gráfico 5 – Gráfico de calor, analisando presença e ausência para zooplâncton total:

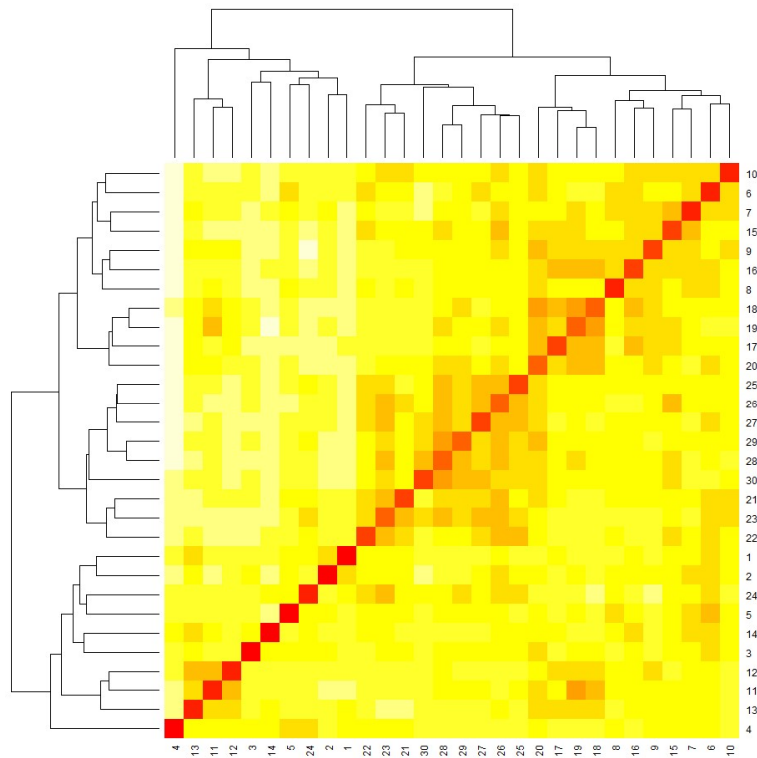


Gráfico 6 – Gráfico de calor, analisando presença e ausência para Cladóceros:

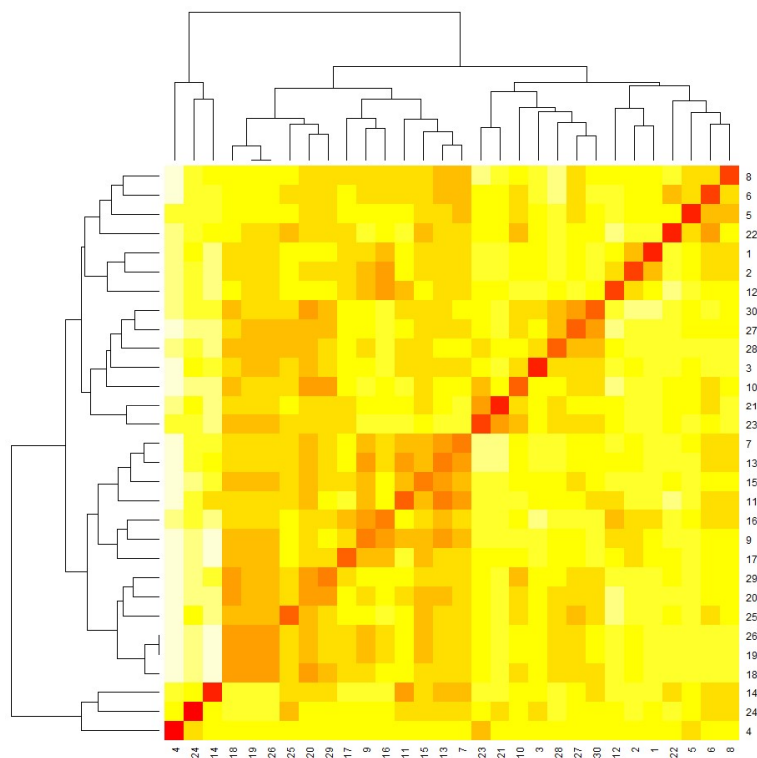


Gráfico 7 – Gráfico de calor, analisando presença e ausência para Copépodos:

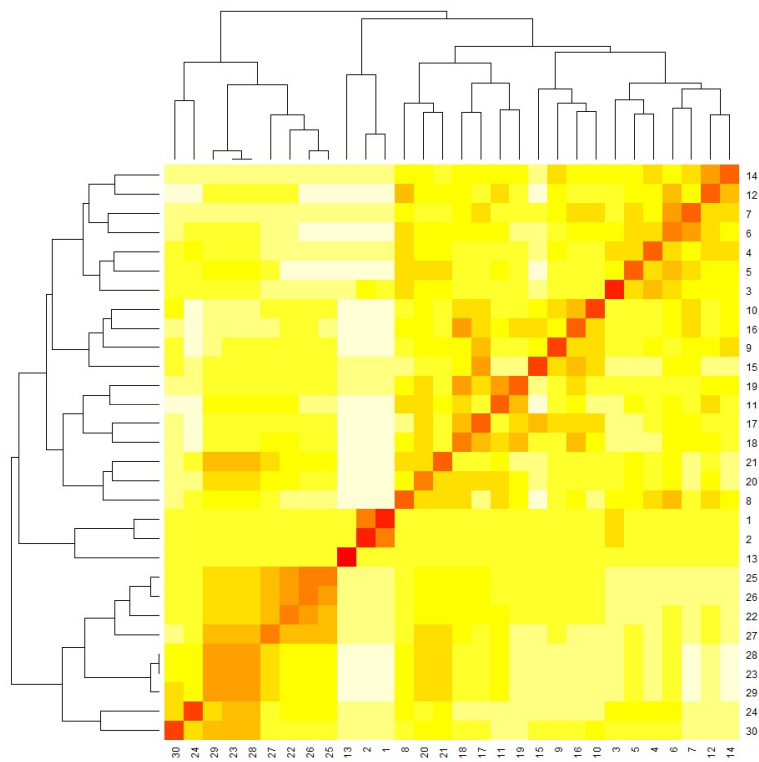
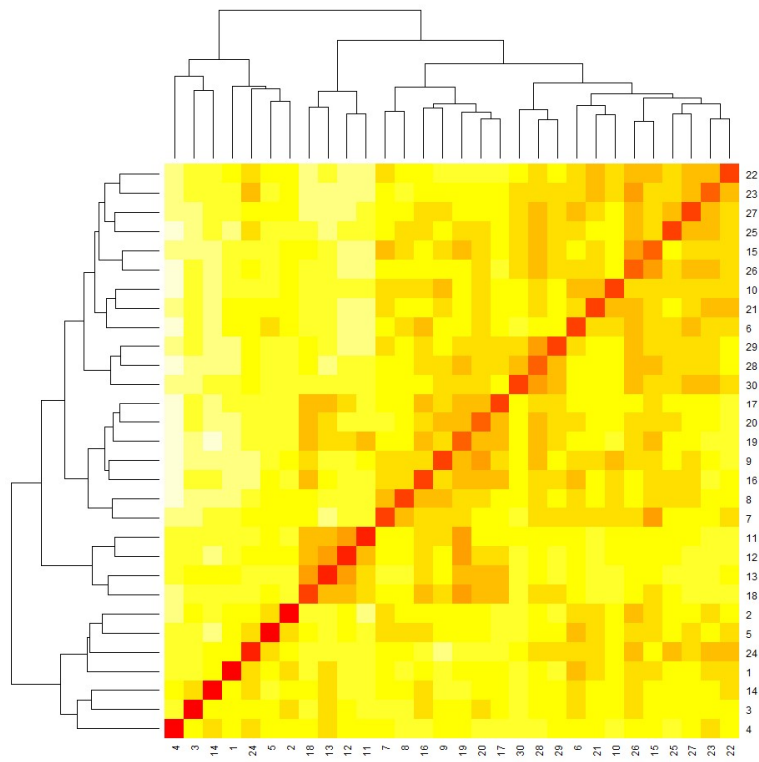
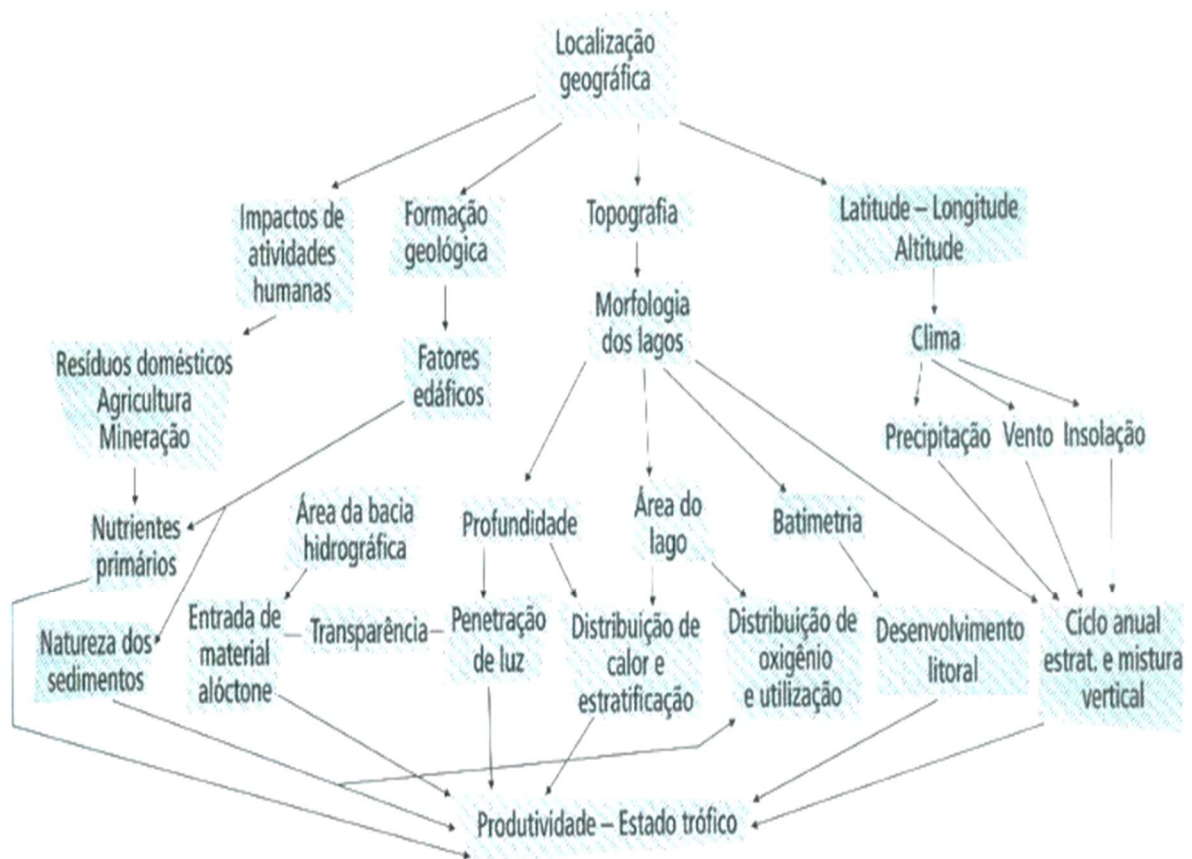


Gráfico 8 – Gráfico de calor, analisando presença e ausência para Rotíferos:

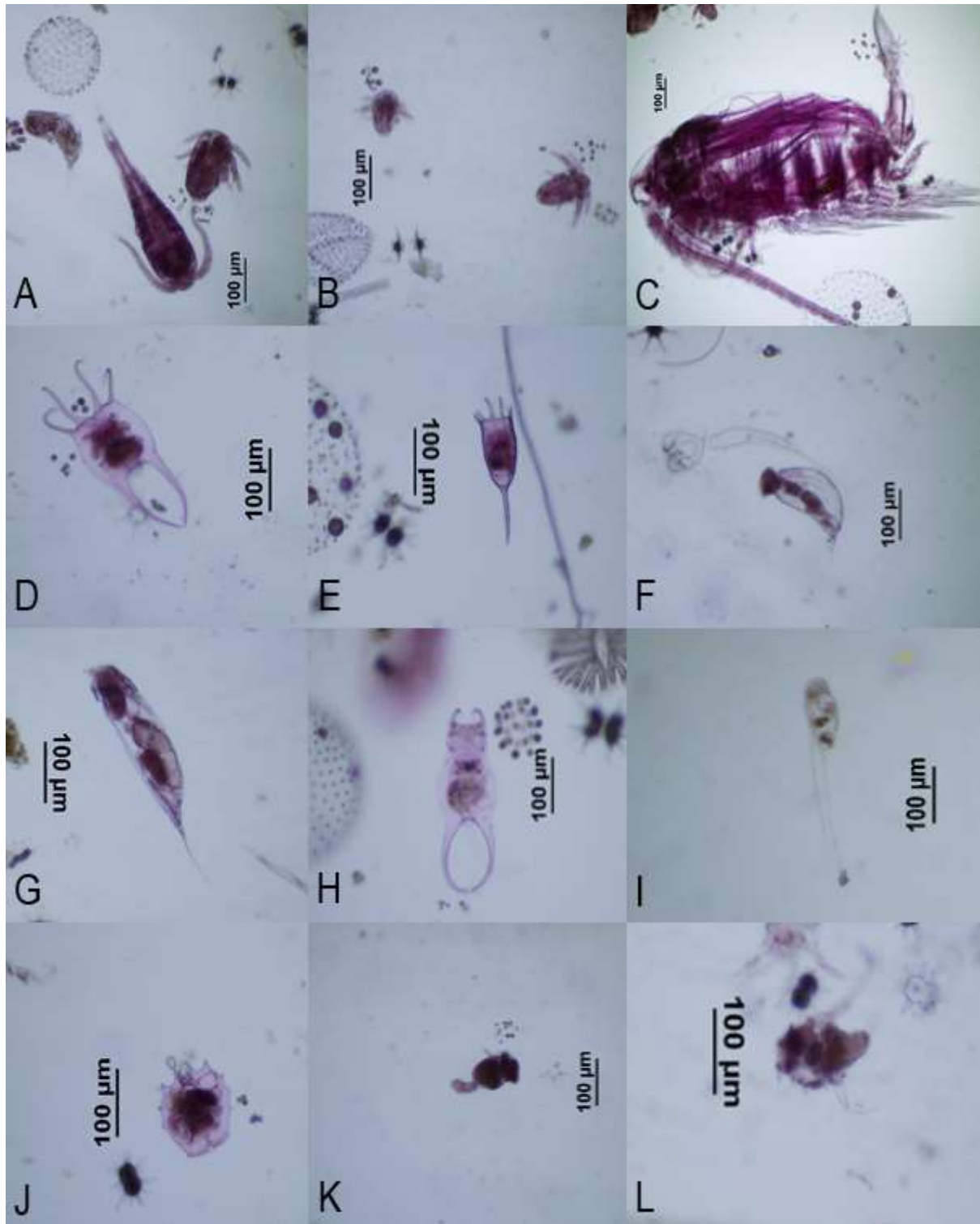


APÊNDICE 2. Diagrama de rawson, mostrando a interação de fatores que caracterizam uma comunidade.

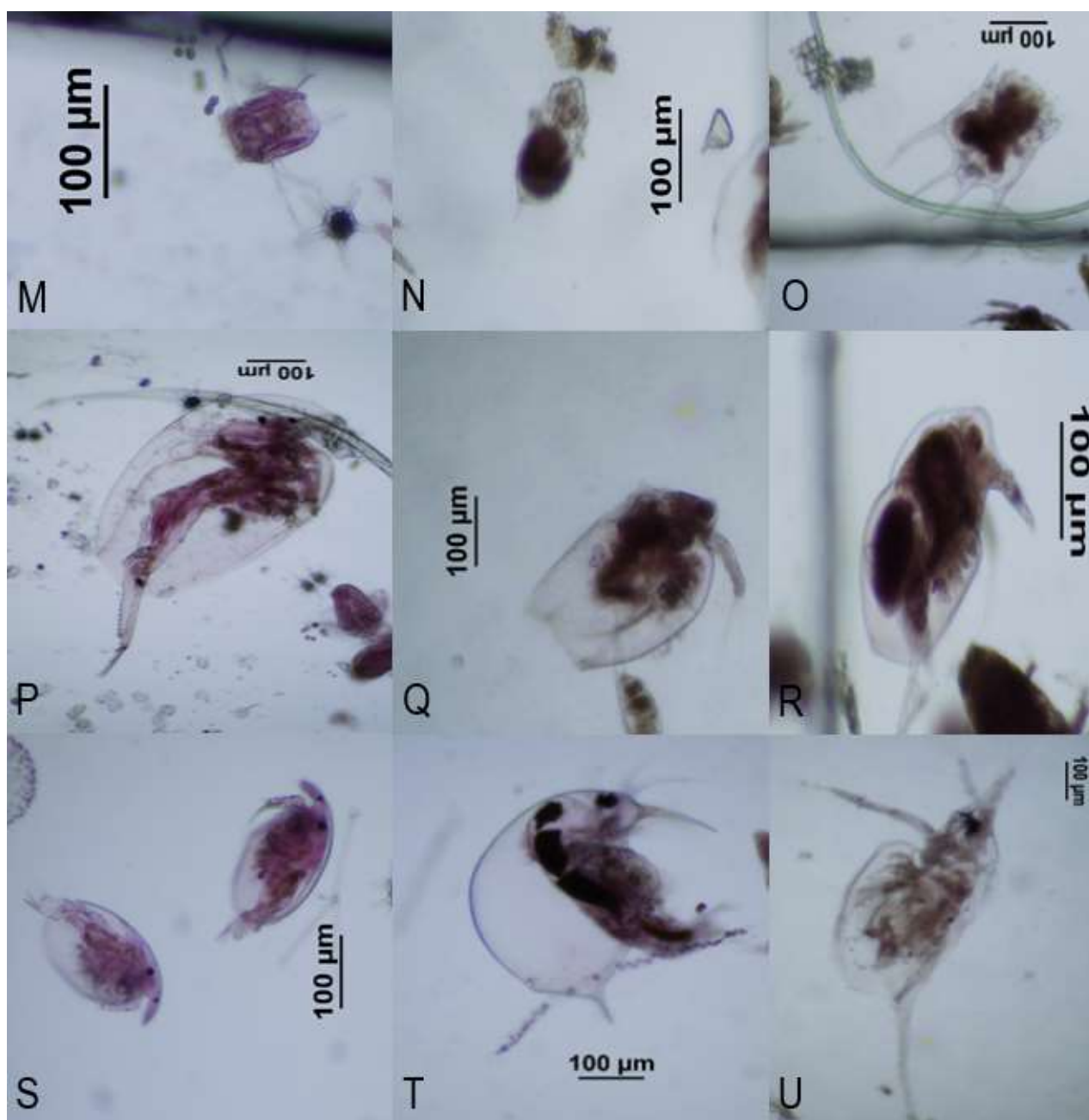


Fonte: Tundisi; Tundisi (2013).

APÊNDICE 3. Registros fotográficos, retirado das amostras de pontos aleatórios, apenas para demonstrar algumas espécies do zooplâncton.



Copépodos representados por Ciclopoida (A), Nauplios (B), Calanoida (C).
 Rotíferos representados por *Brachionus zahniseri* (D), *Keratella americana* (E), *Lepadella sp.*(F), *Trichocerca sp.*(G), *Brachionus mirus* (H), *Filinia terminalis* (I), *Brachionus dolabratus* (J), *Conochilus sp.*(K), *Hexarthra sp.*(L)



Polyarthra sp. (M), *Synchaeta* sp. (N), *Platonus patulus macracanthus* (O).

Cladóceros representados por *Camptocercus harpae* (P), *Ceriodaphnia cornuta* (Q), *Bosminopsis deitersi* (R), *Alonella dadayi* (S), *Bosmina longirostris* (T), *Daphnia gessneri* (U).

APÊNDICE 4. Densidade média das espécies identificadas

Campanha	Ponto	Rotíferos	Densidade média
1	4	<i>Ascomorpha sp.</i>	0,718
1	5	<i>Ascomorpha sp.</i>	15,556
1	1	<i>Ascomorpha sp.</i>	1,550
1	2	<i>Ascomorpha sp.</i>	0,522
1	3	<i>Ascomorpha sp.</i>	0,173
1	6	<i>Ascomorpha sp.</i>	3,125
1	8	<i>Ascomorpha sp.</i>	114,329
1	9	<i>Ascomorpha sp.</i>	1711,310
1	10	<i>Ascomorpha sp.</i>	58,140
2	5	<i>Ascomorpha sp.</i>	31,250
2	10	<i>Ascomorpha sp.</i>	15,625
3	2	<i>Ascomorpha sp.</i>	2,083
3	3	<i>Ascomorpha sp.</i>	10,000
3	5	<i>Ascomorpha sp.</i>	5,000
3	6	<i>Ascomorpha sp.</i>	20,000
3	7	<i>Ascomorpha sp.</i>	30,000
3	2	<i>Asplanchna brightwellii</i>	6,250
3	3	<i>Asplanchna brightwellii</i>	15,000
3	4	<i>Asplanchna brightwellii</i>	7,500
3	5	<i>Asplanchna brightwellii</i>	2,500
3	6	<i>Asplanchna brightwellii</i>	5,000
3	7	<i>Asplanchna brightwellii</i>	45,000
3	8	<i>Asplanchna brightwellii</i>	15,000
3	9	<i>Asplanchna brightwellii</i>	17,500
3	10	<i>Asplanchna brightwellii</i>	7,500
1	1	<i>Asplanchna sieboldii</i>	1,550
1	3	<i>Asplanchna sp.</i>	0,173
1	1	Bdelloidea	120,930
1	2	Bdelloidea	8,620
1	3	Bdelloidea	9,532
1	4	Bdelloidea	5,024
1	5	Bdelloidea	20,000
1	6	Bdelloidea	51,563
1	7	Bdelloidea	18,841
1	8	Bdelloidea	571,646
1	9	Bdelloidea	30580,357
1	10	Bdelloidea	348,837
2	1	Bdelloidea	100,000
2	2	Bdelloidea	162,500
2	3	Bdelloidea	162,500
2	4	Bdelloidea	75,000
2	5	Bdelloidea	484,375
2	6	Bdelloidea	583,333

2	7	Bdelloidea	1187,500
2	8	Bdelloidea	1437,500
2	9	Bdelloidea	984,375
2	10	Bdelloidea	1890,625
3	1	Bdelloidea	87,500
3	2	Bdelloidea	29,167
3	3	Bdelloidea	72,500
3	4	Bdelloidea	37,500
3	5	Bdelloidea	47,500
3	6	Bdelloidea	60,000
3	7	Bdelloidea	90,000
3	8	Bdelloidea	705,000
3	9	Bdelloidea	55,000
3	10	Bdelloidea	57,500
1	6	<i>Beauchampiella sp.</i>	1,563
1	7	<i>Beauchampiella sp.</i>	1,449
1	8	<i>Beauchampiella sp.</i>	25,407
1	10	<i>Beauchampiella sp.</i>	5,814
3	2	<i>Beauchampiella sp.</i>	4,167
3	3	<i>Beauchampiella sp.</i>	2,500
3	4	<i>Beauchampiella sp.</i>	2,500
3	5	<i>Beauchampiella sp.</i>	5,000
1	7	<i>Brachionus calyciflorus f. ampiceros</i>	1,449
1	1	<i>Brachionus dolabratus</i>	3,101
2	3	<i>Brachionus dolabratus</i>	12,500
2	5	<i>Brachionus dolabratus</i>	15,625
2	7	<i>Brachionus dolabratus</i>	31,250
2	8	<i>Brachionus dolabratus</i>	250,000
2	9	<i>Brachionus dolabratus</i>	31,250
2	10	<i>Brachionus dolabratus</i>	15,625
3	6	<i>Brachionus dolabratus</i>	5,000
3	8	<i>Brachionus dolabratus</i>	495,000
3	9	<i>Brachionus dolabratus</i>	82,500
3	10	<i>Brachionus dolabratus</i>	60,000
2	5	<i>Brachionus falcatus</i>	46,875
2	6	<i>Brachionus falcatus</i>	20,833
2	7	<i>Brachionus falcatus</i>	156,250
2	8	<i>Brachionus falcatus</i>	375,000
2	9	<i>Brachionus falcatus</i>	6093,750
2	10	<i>Brachionus falcatus</i>	93,750
3	3	<i>Brachionus falcatus</i>	5,000
3	5	<i>Brachionus falcatus</i>	32,500
3	8	<i>Brachionus falcatus</i>	165,000
3	9	<i>Brachionus falcatus</i>	65,000
3	10	<i>Brachionus falcatus</i>	30,000
1	1	<i>Brachionus mirus</i>	48,062

1	2	<i>Brachionus mirus</i>	2,351
1	7	<i>Brachionus mirus</i>	4,348
1	10	<i>Brachionus mirus</i>	29,070
2	5	<i>Brachionus mirus</i>	15,625
3	1	<i>Brachionus mirus</i>	37,500
3	2	<i>Brachionus mirus</i>	6,250
3	3	<i>Brachionus mirus</i>	5,000
3	6	<i>Brachionus mirus</i>	5,000
1	3	<i>Brachionus mirus angustus</i>	2,080
1	3	<i>Brachionus mirus laticaudatus</i>	1,560
1	7	<i>Brachionus mirus mirus</i>	1,449
3	9	<i>Brachionus quadridentatu quadridentatus</i>	2,500
2	6	<i>Brachionus tropica</i>	104,167
2	8	<i>Brachionus tropica</i>	62,500
3	2	<i>brachionus zahniseri</i>	37,500
1	2	<i>Brachionus zahniseri</i>	1,567
1	5	<i>Brachionus zahniseri</i>	8,889
1	6	<i>Brachionus zahniseri</i>	6,250
1	7	<i>Brachionus zahniseri</i>	10,145
1	8	<i>Brachionus zahniseri</i>	165,142
1	9	<i>Brachionus zahniseri</i>	3794,643
1	10	<i>Brachionus zahniseri</i>	197,674
2	2	<i>Brachionus zahniseri</i>	12,500
2	5	<i>Brachionus zahniseri</i>	156,250
2	6	<i>Brachionus zahniseri</i>	125,000
2	7	<i>Brachionus zahniseri</i>	593,750
2	8	<i>Brachionus zahniseri</i>	2625,000
2	9	<i>Brachionus zahniseri</i>	4765,625
2	10	<i>Brachionus zahniseri</i>	2000,000
3	1	<i>Brachionus zahniseri</i>	50,000
3	3	<i>Brachionus zahniseri</i>	107,500
3	4	<i>Brachionus zahniseri</i>	5,000
3	5	<i>Brachionus zahniseri</i>	82,500
3	6	<i>Brachionus zahniseri</i>	355,000
3	7	<i>Brachionus zahniseri</i>	2250,000
3	8	<i>Brachionus zahniseri</i>	3480,000
3	9	<i>Brachionus zahniseri</i>	362,500
3	10	<i>Brachionus zanisehri</i>	335,000
1	3	<i>Brachionus zhaniserii</i>	2,600
1	5	<i>Conochilus coenobasis</i>	2,222
1	8	<i>Conochilus dossarius</i>	12,703
1	6	<i>Conochilus dossuarius</i>	3,125
3	3	<i>Conochilus dossuarius</i>	2,500
1	6	<i>Conochilus sp.</i>	1,563
1	9	<i>Conochilus sp.</i>	1934,524
1	10	<i>Conochilus sp.</i>	5,814

2	10	<i>Conochilus sp.</i>	296,875
3	1	<i>Conochilus sp.</i>	12,500
3	3	<i>Conochilus sp.</i>	10,000
3	6	<i>Conochilus sp.</i>	15,000
3	8	<i>Conochilus sp.</i>	390,000
3	9	<i>Conochilus sp.</i>	25,000
3	10	<i>Conochilus sp.</i>	12,500
1	3	<i>Dipleuchlanis propatula</i>	0,173
3	1	<i>Dipleuchlanis propatula</i>	12,500
3	7	<i>Dipleuchlanos propatula</i>	30,000
3	3	<i>Fiinia saltator</i>	5,000
1	6	<i>Filinia limnetica</i>	1,563
2	7	<i>Filinia limnetica</i>	218,750
1	2	<i>Filinia limnetica</i>	0,784
1	5	<i>Filinia limnetica</i>	4,444
1	7	<i>Filinia limnetica</i>	1,449
1	8	<i>Filinia limnetica</i>	50,813
1	9	<i>Filinia limnetica</i>	818,452
1	10	<i>Filinia limnetica</i>	58,140
2	5	<i>Filinia limnetica</i>	109,375
2	6	<i>Filinia limnetica</i>	41,667
2	9	<i>Filinia limnetica</i>	15,625
3	1	<i>Filinia limnetica</i>	12,500
3	2	<i>Filinia limnetica</i>	14,583
3	3	<i>Filinia limnetica</i>	12,500
3	5	<i>Filinia limnetica</i>	5,000
3	6	<i>Filinia limnetica</i>	35,000
3	7	<i>Filinia limnetica</i>	240,000
3	8	<i>Filinia limnetica</i>	105,000
3	10	<i>Filinia limnetica</i>	5,000
1	2	<i>Filinia longiseta</i>	0,261
1	3	<i>Filinia longiseta</i>	0,520
1	5	<i>Filinia longiseta</i>	13,333
1	6	<i>Filinia longiseta</i>	3,125
2	6	<i>Filinia longiseta</i>	62,500
2	7	<i>Filinia opoliensis</i>	31,250
1	6	<i>Filinia opoliensis</i>	3,125
1	8	<i>Filinia opoliensis</i>	25,407
1	9	<i>Filinia opoliensis</i>	74,405
1	10	<i>Filinia opoliensis</i>	5,814
2	5	<i>Filinia opoliensis</i>	31,250
2	10	<i>Filinia opoliensis</i>	31,250
3	1	<i>Filinia opoliensis</i>	62,500
3	2	<i>Filinia opoliensis</i>	12,500
3	3	<i>Filinia opoliensis</i>	20,000
3	5	<i>Filinia opoliensis</i>	2,500

3	6	<i>Filinia opoliensis</i>	25,000
3	7	<i>Filinia opoliensis</i>	45,000
3	8	<i>Filinia opoliensis</i>	75,000
3	10	<i>Filinia opoliensis</i>	2,500
1	6	<i>Filinia saltator</i>	14,063
1	7	<i>Filinia saltator</i>	11,594
1	8	<i>Filinia saltator</i>	50,813
1	10	<i>Filinia saltator</i>	17,442
2	1	<i>Filinia saltator</i>	12,500
2	5	<i>Filinia saltator</i>	125,000
2	6	<i>Filinia saltator</i>	333,333
2	9	<i>Filinia saltator</i>	15,625
3	1	<i>Filinia saltator</i>	150,000
3	2	<i>Filinia saltator</i>	20,833
3	3	<i>Filinia saltator</i>	30,000
3	4	<i>Filinia saltator</i>	5,000
3	5	<i>Filinia saltator</i>	10,000
3	6	<i>Filinia saltator</i>	45,000
3	7	<i>Filinia saltator</i>	135,000
3	8	<i>Filinia saltator</i>	75,000
3	9	<i>Filinia saltator</i>	2,500
3	10	<i>Filinia saltator</i>	10,000
1	5	<i>Filinia Saltator</i>	13,333
1	3	<i>Filinia sp.</i>	0,520
1	5	<i>Filinia sp.</i>	13,333
1	6	<i>Filinia sp.</i>	1,563
1	2	<i>Filinia terminalis</i>	0,784
1	3	<i>Filinia terminalis</i>	1,040
1	6	<i>Filinia terminalis</i>	7,813
1	7	<i>Filinia terminalis</i>	7,246
1	8	<i>Filinia terminalis</i>	139,736
1	9	<i>Filinia terminalis</i>	1636,905
1	10	<i>Filinia terminalis</i>	87,209
2	5	<i>Filinia terminalis</i>	93,750
2	6	<i>Filinia terminalis</i>	62,500
2	7	<i>Filinia terminalis</i>	93,750
2	9	<i>Filinia terminalis</i>	15,625
2	10	<i>Filinia terminalis</i>	31,250
3	1	<i>Filinia terminalis</i>	125,000
3	2	<i>Filinia terminalis</i>	16,667
3	3	<i>Filinia terminalis</i>	27,500
3	5	<i>Filinia terminalis</i>	10,000
3	6	<i>Filinia terminalis</i>	30,000
3	7	<i>Filinia terminalis</i>	135,000
3	8	<i>Filinia terminalis</i>	135,000
3	9	<i>Filinia terminalis</i>	2,500

3	10	<i>Filinia terminalis</i>	10,000
1	3	<i>Flosculariidae</i>	0,520
1	8	<i>hexarthra intermedia brasiliensis</i>	25,407
1	9	<i>Hexarthra intermedia brasiliensis</i>	223,214
1	10	<i>Hexarthra intermedia brasiliensis</i>	11,628
1	8	<i>hexarthra sp.</i>	12,703
1	10	<i>hexarthra sp.</i>	180,233
1	9	<i>Hexarthra sp.</i>	2752,976
2	5	<i>Hexarthra sp.</i>	15,625
2	7	<i>Hexarthra sp.</i>	62,500
2	9	<i>Hexarthra sp.</i>	46,875
2	10	<i>Hexarthra sp.</i>	15,625
3	1	<i>Hexarthra sp.</i>	12,500
3	3	<i>Hexarthra sp.</i>	7,500
3	6	<i>Hexarthra sp.</i>	15,000
3	7	<i>Hexarthra sp.</i>	15,000
3	8	<i>Hexarthra sp.</i>	60,000
3	9	<i>Hexarthra sp.</i>	70,000
3	10	<i>Hexarthra sp.</i>	12,500
1	1	<i>Keratella amerciana</i>	1,550
1	6	<i>Keratella americana</i>	3,125
2	6	<i>Keratella americana</i>	20,833
2	10	<i>Keratella americana</i>	15,625
3	3	<i>Keratella americana</i>	20,000
3	5	<i>Keratella americana</i>	12,500
3	6	<i>Keratella americana</i>	45,000
3	7	<i>Keratella americana</i>	525,000
3	8	<i>Keratella americana</i>	1275,000
3	9	<i>Keratella americana</i>	342,500
3	10	<i>Keratella americana</i>	102,500
1	5	<i>keratella cochlearis</i>	4,444
3	2	<i>keratella cochlearis</i>	18,750
3	9	<i>keratella cochlearis</i>	7,500
1	2	<i>Keratella cochlearis</i>	2,090
3	3	<i>Keratella cochlearis</i>	37,500
3	6	<i>Keratella cochlearis</i>	10,000
3	7	<i>Keratella cochlearis</i>	15,000
1	1	<i>Keratella cocleares</i>	52,713
1	3	<i>Keratella coclearis</i>	1,386
1	6	<i>Keratella coclearis</i>	15,625
1	9	<i>Keratella coclearis</i>	148,810
1	10	<i>Keratella coclearis</i>	191,860
2	1	<i>Keratella coclearis</i>	37,500
2	2	<i>Keratella coclearis</i>	62,500
2	3	<i>Keratella coclearis</i>	25,000
2	6	<i>Keratella coclearis</i>	145,833

2	7	<i>Keratella coclearis</i>	312,500
2	8	<i>Keratella coclearis</i>	250,000
2	9	<i>Keratella coclearis</i>	78,125
2	10	<i>Keratella coclearis</i>	31,250
3	10	<i>Keratella cochlearis</i>	7,500
3	8	<i>Keratella cohclearis</i>	75,000
1	2	<i>keratella lenzi</i>	1,045
1	1	<i>Keratella lenzi</i>	26,357
1	5	<i>Keratella lenzi</i>	4,444
1	6	<i>Keratella lenzi</i>	4,688
1	7	<i>Keratella lenzi</i>	2,899
1	8	<i>Keratella lenzi</i>	76,220
1	9	<i>Keratella lenzi</i>	1785,714
1	10	<i>Keratella lenzi</i>	69,767
2	1	<i>Keratella lenzi</i>	12,500
2	3	<i>Keratella lenzi</i>	12,500
2	5	<i>Keratella lenzi</i>	125,000
2	6	<i>Keratella lenzi</i>	250,000
2	7	<i>Keratella lenzi</i>	406,250
2	8	<i>Keratella lenzi</i>	312,500
2	9	<i>Keratella lenzi</i>	328,125
2	10	<i>Keratella lenzi</i>	171,875
3	1	<i>Keratella lenzi</i>	87,500
3	2	<i>Keratella lenzi</i>	20,833
3	3	<i>Keratella lenzi</i>	87,500
3	5	<i>Keratella lenzi</i>	5,000
3	6	<i>Keratella lenzi</i>	290,000
3	7	<i>Keratella lenzi</i>	570,000
3	8	<i>Keratella lenzi</i>	585,000
3	9	<i>Keratella lenzi</i>	92,500
1	1	<i>Keratella tropica</i>	3,101
1	10	<i>Keratella tropica</i>	23,256
2	2	<i>Keratella tropica</i>	12,500
2	3	<i>Keratella tropica</i>	12,500
2	7	<i>Keratella tropica</i>	62,500
3	1	<i>Keratella tropica</i>	125,000
3	2	<i>Keratella tropica</i>	16,667
3	3	<i>Keratella tropica</i>	7,500
3	10	<i>Keratella tropica</i>	7,500
3	10	<i>Keratella lenzi</i>	92,500
1	3	<i>Lecane amazonica</i>	0,173
2	4	<i>Lecane amazonica</i>	12,500
3	3	<i>Lecane amazonica</i>	7,500
3	4	<i>Lecane amazonica</i>	2,500
3	5	<i>Lecane amazonica</i>	10,000
3	6	<i>Lecane amazonica</i>	5,000

3	7	<i>Lecane amazonica</i>	15,000
3	8	<i>Lecane amazonica</i>	15,000
3	9	<i>Lecane amazonica</i>	5,000
3	10	<i>Lecane amazonica</i>	2,500
1	1	<i>Lecane bulla</i>	18,605
1	3	<i>Lecane bulla</i>	0,347
1	6	<i>Lecane bulla</i>	1,563
2	3	<i>Lecane bulla</i>	25,000
2	4	<i>Lecane bulla</i>	25,000
2	6	<i>Lecane bulla</i>	41,667
2	7	<i>Lecane bulla</i>	31,250
2	10	<i>Lecane bulla</i>	31,250
3	1	<i>Lecane bulla</i>	50,000
3	2	<i>Lecane bulla</i>	10,417
3	3	<i>Lecane bulla</i>	7,500
3	4	<i>Lecane bulla</i>	7,500
3	5	<i>Lecane bulla</i>	5,000
3	6	<i>Lecane bulla</i>	5,000
3	7	<i>Lecane bulla</i>	30,000
1	4	<i>Lecane bulla bulla</i>	0,478
1	5	<i>Lecane bulla bulla</i>	4,444
1	6	<i>Lecane bulla bulla</i>	3,125
1	7	<i>Lecane bulla bulla</i>	1,449
2	5	<i>Lecane bulla bulla</i>	31,250
3	2	<i>Lecane bulla bulla</i>	2,083
3	3	<i>Lecane bulla bulla</i>	5,000
3	4	<i>Lecane bulla bulla</i>	5,000
3	6	<i>Lecane bulla bulla</i>	5,000
3	7	<i>Lecane bulla bulla</i>	15,000
3	9	<i>Lecane bulla bulla</i>	7,500
3	3	<i>Lecane closterocerca</i>	2,500
3	4	<i>Lecane closterocerca</i>	2,500
1	10	<i>Lecane cornuta</i>	5,814
3	2	<i>Lecane cornuta</i>	2,083
3	5	<i>Lecane cornuta</i>	2,500
1	1	<i>Lecane curvicornis</i>	7,752
1	3	<i>Lecane curvicornis</i>	0,867
1	4	<i>Lecane curvicornis</i>	0,478
1	5	<i>Lecane curvicornis curvicornis</i>	4,444
1	6	<i>Lecane curvicornis curvicornis</i>	1,563
1	8	<i>Lecane curvicornis curvicornis</i>	12,703
2	4	<i>Lecane curvicornis curvicornis</i>	12,500
2	6	<i>Lecane curvicornis curvicornis</i>	41,667
3	2	<i>Lecane curvicornis curvicornis</i>	2,083
3	7	<i>Lecane curvicornis curvicornis</i>	15,000
3	7	<i>Lecane curvicornis nitida</i>	15,000

3	2	<i>Lecane elsa</i>	6,250
3	4	<i>Lecane elsa</i>	2,500
3	7	<i>Lecane elsa</i>	60,000
3	9	<i>Lecane elsa</i>	5,000
3	10	<i>Lecane elsa</i>	7,500
1	1	<i>Lecane haliclysta</i>	3,101
1	10	<i>Lecane haliclysta</i>	5,814
2	4	<i>Lecane haliclysta</i>	12,500
2	6	<i>Lecane haliclysta</i>	20,833
3	4	<i>Lecane hamata</i>	2,500
1	1	<i>Lecane leontina</i>	4,651
1	2	<i>Lecane leontina</i>	0,522
1	5	<i>Lecane leontina</i>	4,444
1	6	<i>Lecane leontina</i>	1,563
1	10	<i>Lecane leontina</i>	5,814
3	1	<i>Lecane leontina</i>	12,500
3	3	<i>Lecane leontina</i>	5,000
3	4	<i>Lecane leontina</i>	5,000
3	5	<i>Lecane leontina</i>	12,500
3	6	<i>Lecane leontina</i>	10,000
3	7	<i>Lecane leontina</i>	30,000
3	9	<i>Lecane leontina</i>	12,500
3	9	<i>Lecane limnetica</i>	2,500
1	1	<i>Lecane ludwigii</i>	9,302
1	8	<i>Lecane ludwigii</i>	12,703
3	4	<i>Lecane ludwigii</i>	10,000
2	4	<i>Lecane ludwigii f. ohiensis</i>	12,500
2	4	<i>Lecane ludwigii ludwigii</i>	12,500
3	2	<i>Lecane luna</i>	2,083
1	1	<i>Lecane lunaris</i>	3,101
1	2	<i>Lecane lunaris</i>	0,522
1	3	<i>Lecane lunaris</i>	1,040
1	4	<i>Lecane lunaris</i>	0,239
1	6	<i>Lecane lunaris</i>	3,125
2	3	<i>Lecane lunaris</i>	12,500
2	4	<i>Lecane lunaris</i>	37,500
2	5	<i>Lecane lunaris</i>	15,625
3	2	<i>Lecane lunaris</i>	4,167
3	3	<i>Lecane lunaris</i>	7,500
3	4	<i>Lecane lunaris</i>	15,000
3	6	<i>Lecane lunaris</i>	10,000
3	3	<i>Lecane lunaris crenata</i>	2,500
3	4	<i>Lecane lunaris crenata</i>	7,500
3	5	<i>Lecane lunaris crenata</i>	2,500
1	7	<i>Lecane monostyla</i>	1,449
2	5	<i>Lecane monostyla</i>	15,625

3	1	<i>Lecane monostyla</i>	12,500
3	2	<i>Lecane monostyla</i>	2,083
3	6	<i>Lecane monostyla</i>	5,000
2	4	<i>Lecane pyriformis</i>	25,000
1	1	<i>Lecane quadridentata</i>	3,101
1	2	<i>Lecane quadridentata</i>	0,522
1	3	<i>Lecane quadridentata</i>	0,173
1	5	<i>Lecane quadridentata</i>	2,222
1	6	<i>Lecane quadridentata</i>	4,688
1	10	<i>Lecane quadridentata</i>	11,628
3	1	<i>Lecane quadridentata</i>	25,000
3	2	<i>Lecane quadridentata</i>	2,083
3	3	<i>Lecane quadridentata</i>	7,500
3	4	<i>Lecane quadridentata</i>	2,500
3	6	<i>Lecane quadridentata</i>	5,000
3	7	<i>Lecane quadridentata</i>	15,000
2	7	<i>Lecane signifera</i>	31,250
3	2	<i>Lecane signifera</i>	2,083
1	1	<i>Lecane sp.</i>	10,853
1	2	<i>Lecane sp.</i>	2,090
1	6	<i>Lecane sp.</i>	1,563
1	7	<i>Lecane sp.</i>	2,899
2	4	<i>Lecane sp.</i>	25,000
1	3	<i>Lecane sp. 1</i>	0,173
1	3	<i>Lecane sp. 2</i>	0,173
1	1	<i>Lecane stichaea</i>	1,550
1	1	<i>Lecane subtilis</i>	1,550
2	10	<i>Lecane subtilis</i>	15,625
1	1	<i>Lecane thienemanne</i>	1,550
3	5	<i>Lecane thienemanne</i>	7,500
2	5	<i>Lecane ungulata</i>	15,625
3	1	<i>Lecane ungulata</i>	12,500
3	2	<i>Lecane ungulata</i>	4,167
3	3	<i>Lecane ungulata</i>	2,500
3	6	<i>Lecane ungulata</i>	5,000
1	1	<i>Lepadella benjamini</i>	4,651
1	4	<i>Lepadella benjamini</i>	0,239
3	3	<i>Lepadella benjamini</i>	2,500
3	4	<i>Lepadella benjamini</i>	12,500
2	4	<i>Lepadella ovalis</i>	12,500
3	2	<i>Lepadella ovalis</i>	8,333
3	3	<i>Lepadella ovalis</i>	2,500
3	4	<i>Lepadella ovalis</i>	5,000
3	5	<i>Lepadella ovalis</i>	2,500
1	1	<i>Lepadella sp</i>	3,101
2	5	<i>Lepalla benjamini</i>	15,625

3	7	<i>Lophocharis sp.</i>	15,000
3	4	<i>Macrochaetus collinsi</i>	2,500
3	5	<i>Macrochaetus collinsi</i>	2,500
3	4	<i>Macrochaetus sericus</i>	2,500
1	1	<i>Manfredium eudactylota euchla</i>	1,550
1	2	<i>Monommata sp.</i>	0,261
3	5	<i>Mytilina macrocera</i>	2,500
3	8	<i>Mytilina macrocera</i>	15,000
1	10	<i>Mytilina macrocerca</i>	11,628
3	3	<i>Mytilina mucronata</i>	2,500
1	1	<i>Mytilina sp.</i>	1,550
1	1	<i>Mytilina ventralis</i>	1,550
1	10	<i>Platias leloupi f. laticapularis</i>	5,814
1	3	<i>Plationus patulus</i>	0,520
3	2	<i>plationus patulus macracanthus</i>	2,083
3	5	<i>plationus patulus macracanthus</i>	17,500
1	1	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	3,101
1	6	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	3,125
1	7	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	2,899
1	8	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	12,703
1	9	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	74,405
1	10	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	34,884
2	5	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	78,125
2	6	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	62,500
2	7	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	31,250
3	7	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	195,000
3	8	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	90,000
3	9	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	12,500
3	10	<i>Plationus patulus macracanthus</i>	2,500
3	1	<i>Plationus patulus macracantus</i>	25,000
3	3	<i>Plationus patulus macracantus</i>	12,500
3	6	<i>Plationus patulus macrachantus</i>	5,000
1	1	<i>Plationus patulus patulus</i>	1,550
1	6	<i>Plationus patulus patulus</i>	4,688
1	10	<i>Plationus patulus patulus</i>	5,814
2	6	<i>Plationus patulus patulus</i>	20,833
3	1	<i>Plationus patulus patulus</i>	12,500
3	2	<i>Plationus patulus patulus</i>	6,250
3	3	<i>Plationus patulus patulus</i>	10,000
3	7	<i>Plationus patulus patulus</i>	75,000
1	3	<i>Platyas quadricornis</i>	0,520
1	4	<i>Platyias cf. leloupi</i>	0,239
2	7	<i>Platyias leloupi</i>	31,250
3	3	<i>Platyias leloupi</i>	2,500
1	1	<i>Platyias quadricornis</i>	1,550
1	5	<i>Platyias quadricornis</i>	11,111

1	6	<i>Platyias quadricornis</i>	9,375
2	1	<i>Platyias quadricornis</i>	12,500
2	2	<i>Platyias quadricornis</i>	12,500
2	5	<i>Platyias quadricornis</i>	15,625
2	9	<i>Platyias quadricornis</i>	15,625
3	2	<i>Platyias quadricornis</i>	2,083
3	3	<i>Platyias quadricornis</i>	5,000
3	4	<i>Platyias quadricornis</i>	2,500
3	5	<i>Platyias quadricornis</i>	2,500
3	6	<i>Platyias quadricornis</i>	15,000
3	7	<i>Platyias quadricornis</i>	45,000
3	8	<i>Platyias quadricornis</i>	15,000
3	10	<i>Platyias quadricornis</i>	2,500
3	4	<i>Pleosoma lenticulare</i>	2,500
1	5	<i>Pleosoma sp.</i>	6,667
3	7	<i>Ploesoma truncatum</i>	15,000
1	8	<i>Polyarthra dolichoptera</i>	190,549
1	5	<i>Polyarthra remata</i>	8,889
1	2	<i>polyarthra sp</i>	0,784
1	1	<i>Polyarthra sp</i>	20,155
1	5	<i>Polyarthra sp.</i>	26,667
1	6	<i>Polyarthra sp.</i>	75,000
1	7	<i>Polyarthra sp.</i>	11,594
1	8	<i>Polyarthra sp.</i>	190,549
1	9	<i>Polyarthra sp.</i>	3125,000
1	10	<i>Polyarthra sp.</i>	261,628
2	4	<i>Polyarthra sp.</i>	12,500
2	5	<i>Polyarthra sp.</i>	62,500
2	6	<i>Polyarthra sp.</i>	62,500
2	7	<i>Polyarthra sp.</i>	62,500
2	8	<i>Polyarthra sp.</i>	125,000
2	10	<i>Polyarthra sp.</i>	593,750
3	1	<i>Polyarthra sp.</i>	75,000
3	2	<i>Polyarthra sp.</i>	6,250
3	3	<i>Polyarthra sp.</i>	25,000
3	4	<i>Polyarthra sp.</i>	2,500
3	5	<i>Polyarthra sp.</i>	12,500
3	6	<i>Polyarthra sp.</i>	140,000
3	7	<i>Polyarthra sp.</i>	1020,000
3	8	<i>Polyarthra sp.</i>	150,000
3	9	<i>Polyarthra sp.</i>	80,000
3	10	<i>Polyarthra sp.</i>	20,000
1	1	<i>Polyarthra vulgaris</i>	3,101
1	6	<i>Polyarthra vulgaris</i>	3,125
1	10	<i>Scaridium sp.</i>	11,628
3	3	<i>Scaridium sp.</i>	2,500

3	1	<i>Synchaeta sp</i>	12,500
3	9	<i>synchaeta sp.</i>	50,000
2	5	<i>Synchaeta sp.</i>	15,625
3	2	<i>Synchaeta sp.</i>	4,167
3	3	<i>Synchaeta sp.</i>	2,500
3	6	<i>Synchaeta sp.</i>	175,000
3	7	<i>Synchaeta sp.</i>	2865,000
3	8	<i>Synchaeta sp.</i>	870,000
3	10	<i>Synchaeta sp.</i>	60,000
1	1	<i>Testudinella ohlei</i>	1,550
1	5	<i>Testudinella ahlstrom</i>	2,222
3	2	<i>Testudinella ahlstromi</i>	2,083
1	8	<i>testudinella emarginula</i>	12,703
1	3	<i>testudinella mucronata</i>	1,213
3	9	<i>testudinella mucronata</i>	2,500
1	1	<i>Testudinella mucronata</i>	1,550
1	2	<i>Testudinella mucronata</i>	0,522
1	5	<i>Testudinella mucronata</i>	2,222
3	1	<i>Testudinella mucronata</i>	12,500
3	2	<i>Testudinella mucronata</i>	4,167
3	3	<i>Testudinella mucronata</i>	7,500
3	4	<i>Testudinella mucronata</i>	5,000
3	8	<i>Testudinella mucronata</i>	15,000
3	10	<i>Testudinella mucronata</i>	2,500
1	3	<i>Testudinella ohlei</i>	0,867
1	7	<i>Testudinella ohlei</i>	1,449
1	10	<i>Testudinella ohlei</i>	46,512
2	4	<i>Testudinella ohlei</i>	25,000
2	5	<i>Testudinella ohlei</i>	15,625
3	1	<i>Testudinella ohlei</i>	12,500
3	2	<i>Testudinella ohlei</i>	4,167
3	3	<i>Testudinella ohlei</i>	5,000
3	4	<i>Testudinella ohlei</i>	10,000
3	6	<i>Testudinella ohlei</i>	20,000
3	8	<i>Testudinella ohlei</i>	15,000
3	9	<i>Testudinella ohlei</i>	2,500
1	1	<i>Testudinella patina</i>	7,752
1	5	<i>Testudinella patina</i>	2,222
1	7	<i>Testudinella patina</i>	1,449
2	5	<i>Testudinella patina</i>	15,625
3	5	<i>Testudinella patina patina</i>	17,500
3	7	<i>Testudinella patina patina</i>	15,000
3	10	<i>Testudinella patina patina</i>	5,000
1	5	<i>Testudinella sp</i>	6,667
1	8	<i>Testudinella sp</i>	12,703
1	1	<i>Testudinella sp.</i>	18,605

1	6	<i>Testudinella sp.</i>	3,125
3	1	<i>Testudinella sp.</i>	25,000
3	2	<i>Testudinella sp.</i>	2,083
1	3	<i>testudinella sp. 1</i>	0,867
1	4	<i>Testudinella tridentata</i>	0,239
3	1	<i>Testudinella tridentata</i>	12,500
3	2	<i>Testudinella tridentata</i>	2,083
3	3	<i>Testudinella tridentata</i>	2,500
3	4	<i>Testudinella tridentata</i>	2,500
3	7	<i>Testudinella tridentata</i>	15,000
3	1	<i>Tichocerca sp.</i>	125,000
3	3	<i>Trichocerca sp.</i>	95,000
3	10	<i>Trichocerca sp.</i>	32,500
3	4	<i>Trichocerca mus</i>	2,500
3	7	<i>Trichocerca sp</i>	255,000
1	1	<i>Trichocerca sp.</i>	21,705
1	2	<i>Trichocerca sp.</i>	1,045
1	3	<i>Trichocerca sp.</i>	1,733
1	5	<i>Trichocerca sp.</i>	13,333
1	6	<i>Trichocerca sp.</i>	10,938
1	7	<i>Trichocerca sp.</i>	2,899
1	8	<i>Trichocerca sp.</i>	12,703
2	2	<i>Trichocerca sp.</i>	12,500
2	3	<i>Trichocerca sp.</i>	12,500
2	5	<i>Trichocerca sp.</i>	109,375
2	6	<i>Trichocerca sp.</i>	479,167
2	7	<i>Trichocerca sp.</i>	593,750
2	8	<i>Trichocerca sp.</i>	5750,000
2	9	<i>Trichocerca sp.</i>	656,250
2	10	<i>Trichocerca sp.</i>	2906,250
3	2	<i>Trichocerca sp.</i>	33,333
3	4	<i>Trichocerca sp.</i>	27,500
3	5	<i>Trichocerca sp.</i>	20,000
3	6	<i>Trichocerca sp.</i>	95,000
3	8	<i>Trichocerca sp.</i>	150,000
3	9	<i>Trichocerca sp.</i>	115,000
1	10	<i>Trichocerca sp.1</i>	11,628
1	10	<i>Trichocerca sp.2</i>	58,140
3	5	<i>Trichotia tetractis</i>	2,500
3	6	<i>Trichotia tetractis</i>	5,000
1	5	<i>Trichotria tetractis</i>	2,222
1	6	<i>Trichotria tetractis</i>	1,563
1	10	<i>Trichotria tetractis</i>	5,814
2	10	<i>Trichotria tetractis</i>	15,625
3	1	<i>Trichotria tetractis</i>	12,500
3	4	<i>Trichotria tetractis</i>	2,500

Campanha	Ponto	Copépodos	Densidade média
3	5	<i>Argyrodiaptomus robertsonae</i>	2,500
1	10	<i>Attheyella sp.</i>	23,256
3	9	<i>Calanoida</i>	7,500
3	10	<i>Calanoida</i>	47,500
3	1	Ciclopoida	50,000
3	2	Ciclopoida	33,333
3	3	Ciclopoida	20,000
3	4	Ciclopoida	5,000
3	5	Ciclopoida	22,500
3	6	Ciclopoida	150,000
3	7	Ciclopoida	1905,000
3	8	Ciclopoida	555,000
3	9	Ciclopoida	217,500
1	10	Ciclopoida	93,023
3	10	Ciclopoida	92,500
2	5	Copepodito	1421,875
2	7	Copepodito	375,000
1	8	Copepodito	266,768
2	1	Copepodito	12,500
2	6	Copepodito	937,500
2	8	Copepodito	2062,500
2	9	Copepodito	1750,000
1	5	Copepodito Ciclopoida	2,222
1	6	Copepodito Ciclopoida	3,125
1	7	Copepodito Ciclopoida	5,797
1	1	Copepodito Calanoida	13,953
1	1	Copepodito Ciclopoida	72,868
1	2	Copepodito Ciclopoida	2,873
1	3	Copepodito Ciclopoida	4,333
2	10	Ciclopoida	562,500
1	9	Ciclopoida	1636,905
2	5	Ciclopoida	187,500
2	7	Ciclopoida	1718,750
2	6	Ciclopoida	1645,833
2	8	Ciclopoida	6062,500
2	9	Ciclopoida	1531,250
1	3	Harpacticoida	0,173
1	4	Harpacticoida	0,239
1	5	Harpacticoida	2,222
1	6	Harpacticoida	6,250
1	8	Harpacticoida	12,703
2	10	Harpacticoida	15,625
3	1	Harpacticoida	62,500
3	3	Harpacticoida	7,500
3	4	Harpacticoida	5,000

3	8	Harpacticoida	45,000
3	9	Harpacticoida	10,000
3	10	Harpacticoida	2,500
2	3	<i>Harpacticoida</i>	12,500
2	5	<i>Harpactocoida</i>	15,625
3	10	<i>Mesocyclops sp.</i>	12,500
1	5	<i>Mesocyclops meridianus</i>	2,222
1	8	<i>Mesocyclops sp.</i>	63,516
3	1	<i>Mesocyclops sp.</i>	12,500
3	3	<i>Mesocyclops sp.</i>	7,500
3	5	<i>Mesocyclops sp.</i>	5,000
3	6	<i>Mesocyclops sp.</i>	35,000
3	7	<i>Mesocyclops sp.</i>	180,000
3	8	<i>Mesocyclops sp.</i>	90,000
3	9	<i>Mesocyclops sp.</i>	7,500
2	1	<i>Metacyclops sp.</i>	12,500
2	9	<i>Metacyclops sp.</i>	46,875
1	9	<i>Metacyclops sp.</i>	223,214
1	10	<i>Metacyclops sp.</i>	23,256
2	5	<i>Metacyclops sp.</i>	31,250
2	6	<i>Metacyclops sp.</i>	208,333
2	7	<i>Metacyclops sp.</i>	375,000
2	8	<i>Metacyclops sp.</i>	4437,500
2	10	<i>Metacyclops sp.</i>	281,250
3	1	<i>Metacyclops sp.</i>	25,000
3	2	<i>Metacyclops sp.</i>	6,250
3	3	<i>Metacyclops sp.</i>	2,500
3	5	<i>Metacyclops sp.</i>	2,500
3	6	<i>Metacyclops sp.</i>	5,000
3	7	<i>Metacyclops sp.</i>	60,000
3	8	<i>Metacyclops sp.</i>	75,000
3	9	<i>Metacyclops sp.</i>	20,000
3	10	<i>Metacyclops sp.</i>	25,000
1	10	<i>microcyclops sp.</i>	5,814
1	6	<i>Microcyclops sp.</i>	1,563
1	8	<i>Microcyclops sp.</i>	50,813
2	1	<i>Microcyclops sp.</i>	25,000
2	2	<i>Microcyclops sp.</i>	12,500
2	8	<i>Microcyclops sp.</i>	437,500
2	10	<i>Microcyclops sp.</i>	46,875
3	1	<i>Microcyclops sp.</i>	12,500
3	2	<i>Microcyclops sp.</i>	4,167
3	3	<i>Microcyclops sp.</i>	22,500
3	7	<i>Microcyclops sp.</i>	75,000
3	8	<i>Microcyclops sp.</i>	30,000
3	9	<i>Microcyclops sp.</i>	20,000

2	5	Nauplio	2093,750
1	3	Nauplio	14,038
1	4	Nauplio	0,478
1	5	Nauplio	157,778
1	6	Nauplio	182,813
1	7	Nauplio	23,188
1	8	Nauplio	609,756
1	9	Nauplio	27827,381
1	10	Nauplio	1529,070
2	1	Nauplio	37,500
2	2	Nauplio	62,500
2	4	Nauplio	25,000
2	6	Nauplio	2666,667
2	7	Nauplio	4312,500
2	8	Nauplio	13000,000
2	9	Nauplio	2828,125
2	10	Nauplio	6937,500
3	1	Nauplio	37,500
1	1	Náuplio	184,496
1	2	Náuplio	6,008
3	2	Nauplio Calanoida	18,750
3	5	Nauplio Calanoida	130,000
3	6	Nauplio Calanoida	600,000
3	7	Nauplio Calanoida	2700,000
3	3	Nauplio Calanoida	92,500
3	8	Nauplio Calanoida	2640,000
3	9	Nauplio Calanoida	407,500
3	10	Nauplio Calanoida	360,000
3	4	Nauplio Calanoida	10,000
3	2	Nauplio Ciclopoida	66,667
3	5	Nauplio Ciclopoida	90,000
3	6	Nauplio Ciclopoida	460,000
3	3	Nauplio Ciclopoida	145,000
3	4	Nauplio Ciclopoida	12,500
3	8	Nauplio Ciclopoida	2340,000
3	9	Nauplio Ciclopoida	352,500
3	10	Nauplio Ciclopoida	315,000
3	7	Nauplio Ciclopoida	4590,000
3	1	Nauplio Ciclopoida	325,000
3	1	Nauplio Calanoida	25,000
3	1	<i>Notodiaptomus sp.</i>	25,000
1	9	<i>Notodiaptomus sp.</i>	446,429
3	10	<i>Notodiaptomus</i>	25,000
1	1	<i>Notodiaptomus henseni</i>	1,550
2	1	<i>Notodiaptomus sp.</i>	12,500
2	7	<i>Notodiaptomus sp.</i>	281,250

2	8	<i>Notodiaptomus sp.</i>	3250,000
2	9	<i>Notodiaptomus sp.</i>	296,875
2	10	<i>Notodiaptomus sp.</i>	406,250
3	2	<i>Notodiaptomus sp.</i>	14,583
3	3	<i>Notodiaptomus sp.</i>	10,000
3	5	<i>Notodiaptomus sp.</i>	10,000
3	6	<i>Notodiaptomus sp.</i>	60,000
3	7	<i>Notodiaptomus sp.</i>	555,000
3	8	<i>Notodiaptomus sp.</i>	270,000
3	9	<i>Notodiaptomus sp.</i>	52,500
2	5	<i>Notodiaptomus sp.</i>	218,750
2	6	<i>Notodiaptomus sp.</i>	229,167
2	7	<i>Odontodiaptomus sp.</i>	31,250
2	8	<i>Odontodiaptomus sp.</i>	125,000
2	9	<i>Odontodiaptomus sp.</i>	46,875
2	10	<i>Odontodiaptomus sp.</i>	46,875
1	3	<i>Paracyclops sp</i>	0,173
1	4	<i>Parastenocaris fontinalis</i>	0,239
3	10	<i>Thermocyclops sp.</i>	32,500
1	6	<i>Thermocyclops minutus</i>	4,688
1	7	<i>Thermocyclops minutus</i>	4,348
1	10	<i>Thermocyclops minutus</i>	29,070
2	5	<i>Thermocyclops minutus</i>	109,375
2	6	<i>Thermocyclops minutus</i>	395,833
2	7	<i>Thermocyclops minutus</i>	125,000
2	8	<i>Thermocyclops minutus</i>	2187,500
1	5	<i>Thermocyclops sp.</i>	2,222
2	1	<i>Thermocyclops sp.</i>	12,500
2	10	<i>Thermocyclops sp.</i>	156,250
3	1	<i>Thermocyclops sp.</i>	75,000
3	3	<i>Thermocyclops sp.</i>	7,500
3	7	<i>Thermocyclops sp.</i>	120,000
3	8	<i>Thermocyclops sp.</i>	180,000
3	9	<i>Thermocyclops sp.</i>	57,500
1	3	<i>Thermocyclops sp. 2</i>	0,173
1	3	<i>Thermocyclops sp.1</i>	0,173
Campanha	Ponto	Cladóceros	Densidade média
3	4	<i>Acroperus harpae</i>	5,000
3	5	<i>Acroperus harpae</i>	2,500
3	4	<i>Acroperus sp.</i>	2,500
1	1	<i>Alona guttata</i>	1,550
1	1	<i>Alona sp</i>	3,101
1	4	<i>Alona sp.</i>	0,239
3	3	<i>Alona sp.</i>	5,000
3	4	<i>Alona sp.</i>	12,500
1	3	<i>Alonella dadayi</i>	0,347

1	5	<i>Alonella dadayi</i>	22,222
1	6	<i>Alonella dadayi</i>	9,375
1	7	<i>Alonella dadayi</i>	4,348
1	8	<i>Alonella dadayi</i>	38,110
1	10	<i>Alonella dadayi</i>	17,442
2	1	<i>Alonella dadayi</i>	12,500
2	3	<i>Alonella dadayi</i>	12,500
2	4	<i>Alonella dadayi</i>	25,000
2	5	<i>Alonella dadayi</i>	62,500
2	10	<i>Alonella dadayi</i>	15,625
3	2	<i>Alonella dadayi</i>	2,083
3	4	<i>Alonella dadayi</i>	35,000
3	5	<i>Alonella dadayi</i>	20,000
3	7	<i>Alonella dadayi</i>	30,000
3	9	<i>Alonella dadayi</i>	10,000
3	10	<i>Alonella dadayi</i>	10,000
1	3	<i>Alonella sp.</i>	0,173
1	5	<i>Alonella sp.</i>	2,222
1	10	<i>Bosmina longirostris</i>	302,326
1	8	<i>Bosmina cf. longirostris</i>	38,110
1	3	<i>Bosmina longirostris</i>	0,173
1	7	<i>Bosmina longirostris</i>	1,449
1	9	<i>Bosmina longirostris</i>	892,857
2	1	<i>Bosmina longirostris</i>	12,500
2	3	<i>Bosmina longirostris</i>	12,500
2	5	<i>Bosmina longirostris</i>	140,625
2	8	<i>Bosmina longirostris</i>	1062,500
2	9	<i>Bosmina longirostris</i>	125,000
2	10	<i>Bosmina longirostris</i>	250,000
3	5	<i>Bosmina longirostris</i>	2,500
3	6	<i>Bosmina longirostris</i>	15,000
3	7	<i>Bosmina longirostris</i>	150,000
3	8	<i>Bosmina longirostris</i>	75,000
3	10	<i>Bosmina longirostris</i>	37,500
1	5	<i>Bosmina sp.</i>	2,222
3	2	<i>Bosminopsis deitersi</i>	152,083
1	1	<i>Bosminopsis deitersi</i>	85,271
1	2	<i>Bosminopsis deitersi</i>	2,090
1	3	<i>Bosminopsis deitersi</i>	8,146
1	5	<i>Bosminopsis deitersi</i>	448,889
1	6	<i>Bosminopsis deitersi</i>	50,000
1	7	<i>Bosminopsis deitersi</i>	7,246
1	8	<i>Bosminopsis deitersi</i>	851,118
1	9	<i>Bosminopsis deitersi</i>	148,810
1	10	<i>Bosminopsis deitersi</i>	616,279
2	1	<i>Bosminopsis deitersi</i>	37,500

2	2	<i>Bosminopsis deitersi</i>	12,500
2	3	<i>Bosminopsis deitersi</i>	25,000
2	5	<i>Bosminopsis deitersi</i>	3750,000
2	6	<i>Bosminopsis deitersi</i>	3229,167
2	7	<i>Bosminopsis deitersi</i>	2406,250
2	8	<i>Bosminopsis deitersi</i>	187,500
2	9	<i>Bosminopsis deitersi</i>	46,875
2	10	<i>Bosminopsis deitersi</i>	62,500
3	1	<i>Bosminopsis deitersi</i>	375,000
3	3	<i>Bosminopsis deitersi</i>	240,000
3	4	<i>Bosminopsis deitersi</i>	35,000
3	5	<i>Bosminopsis deitersi</i>	237,500
3	6	<i>Bosminopsis deitersi</i>	520,000
3	7	<i>Bosminopsis deitersi</i>	3615,000
3	8	<i>Bosminopsis deitersi</i>	2910,000
3	9	<i>Bosminopsis deitersi</i>	7,500
3	10	<i>Bosminopsis deitersi</i>	140,000
3	4	<i>Camptocercus sp.</i>	2,500
2	7	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	125,000
3	2	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	4,167
1	5	<i>ceriodaphnia cornuta</i>	2,222
1	3	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	0,173
1	10	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	11,628
2	8	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	1000,000
2	9	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	109,375
2	10	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	187,500
3	3	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	10,000
3	5	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	5,000
3	6	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	25,000
3	7	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	210,000
3	8	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	240,000
3	9	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	10,000
3	10	<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	27,500
1	2	<i>Ceriodaphnia quadrangula</i>	0,261
1	10	<i>Ceriodaphnia richardi</i>	5,814
1	8	<i>Ceriodaphnia sp</i>	12,703
1	3	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	0,173
1	10	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	23,256
2	5	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	171,875
2	7	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	62,500
2	8	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	1812,500
2	9	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	406,250
2	10	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	281,250
3	1	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	25,000
3	2	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	2,083
3	3	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	12,500

3	5	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	10,000
3	6	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	20,000
3	7	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	705,000
3	8	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	555,000
3	9	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	37,500
3	10	<i>Ceriodaphnia sp.</i>	15,000
3	4	<i>Chydorus eurynotus</i>	2,500
3	5	<i>Chydorus eurynotus</i>	2,500
1	1	<i>Chydorus parvireticulatus</i>	1,550
1	2	<i>Chydorus parvireticulatus</i>	0,261
1	5	<i>chydorus sp</i>	2,222
1	7	<i>chydorus sp</i>	1,449
3	4	<i>chydorus sp.</i>	2,500
1	1	<i>Chydorus sp.</i>	4,651
3	7	<i>Chydorus sphaericus</i>	30,000
3	8	<i>Chydorus sphaericus</i>	30,000
3	10	<i>Chydorus sphaericus</i>	2,500
1	10	<i>Daphnia gessneri</i>	5,814
2	8	<i>Daphnia gessneri</i>	875,000
2	10	<i>Daphnia gessneri</i>	140,625
3	9	<i>Daphnia gessneri</i>	2,500
3	10	<i>Daphnia gessneri</i>	15,000
3	7	<i>Daphnia sp.</i>	15,000
3	10	<i>Daphnia sp.</i>	5,000
3	8	<i>Diaphanosoma sp.</i>	1875,000
1	2	<i>Diaphanosoma birgei</i>	0,261
1	3	<i>Diaphanosoma birgei</i>	0,520
1	3	<i>Diaphanosoma brachyurum</i>	0,173
3	1	<i>Diaphanosoma sp</i>	50,000
3	3	<i>Diaphanosoma sp</i>	40,000
1	3	<i>Diaphanosoma sp 1</i>	0,693
1	3	<i>Diaphanosoma sp 2</i>	0,347
1	1	<i>Diaphanosoma sp.</i>	20,155
1	2	<i>Diaphanosoma sp.</i>	1,567
1	5	<i>Diaphanosoma sp.</i>	22,222
1	6	<i>Diaphanosoma sp.</i>	12,500
1	7	<i>Diaphanosoma sp.</i>	5,797
1	8	<i>Diaphanosoma sp.</i>	419,207
1	9	<i>Diaphanosoma sp.</i>	967,262
1	10	<i>Diaphanosoma sp.</i>	953,488
2	3	<i>Diaphanosoma sp.</i>	12,500
2	5	<i>Diaphanosoma sp.</i>	4265,625
2	6	<i>Diaphanosoma sp.</i>	2125,000
2	7	<i>Diaphanosoma sp.</i>	1656,250
2	8	<i>Diaphanosoma sp.</i>	9062,500
2	9	<i>Diaphanosoma sp.</i>	968,750

2	10	<i>Diaphanosoma sp.</i>	734,375
3	2	<i>Diaphanosoma sp.</i>	18,750
3	5	<i>Diaphanosoma sp.</i>	122,500
3	6	<i>Diaphanosoma sp.</i>	300,000
3	7	<i>Diaphanosoma sp.</i>	1560,000
3	9	<i>Diaphanosoma sp.</i>	182,500
3	10	<i>Diaphanosoma sp.</i>	97,500
1	1	<i>Disparalona dadayi</i>	6,202
1	3	<i>Disparalona dadayi</i>	0,520
3	4	<i>Disparalona dadayi</i>	10,000
3	2	<i>Disparalona hamata</i>	2,083
1	3	<i>Disparalona sp. 1</i>	0,173
1	6	<i>Ephemeroporus hybridus</i>	1,563
3	2	<i>Ephemeroporus hybridus</i>	2,083
3	5	<i>Ephemeroporus hybridus</i>	2,500
3	4	<i>Graptoleberis testudinaria</i>	2,500
1	10	<i>Ilyocryptus spinifer</i>	5,814
3	2	<i>Ilyocryptus sp</i>	2,083
3	7	<i>Ilyocryptus spinifer</i>	15,000
3	9	<i>Ilyocryptus spinifer</i>	10,000
1	6	<i>Kurzia latissima</i>	1,563
3	7	<i>Kurzia latissima</i>	15,000
1	3	<i>Kurzia lattissima</i>	0,173
3	1	<i>Leydigiopsis curvirostris</i>	12,500
3	4	<i>Leydigiopsis curvirostris</i>	2,500
3	1	<i>Leydigiopsis sp.</i>	12,500
1	5	<i>Macrothrix sp.</i>	6,667
1	10	<i>Macrothrix triserialis</i>	5,814
3	3	<i>Macrothrix triserialis</i>	2,500
3	7	<i>Macrothrix triserialis</i>	15,000
2	5	<i>Moinodaphnia sp.</i>	46,875
1	5	<i>Notoalona sculpta</i>	2,222
1	8	<i>Notoalona sculpta</i>	12,703
3	7	<i>Notoalona sculpta</i>	15,000
3	10	<i>Notoalona sculpta</i>	2,500
1	4	<i>Pseudochydorus globosus</i>	0,239
1	5	<i>Pseudochydorus globosus</i>	4,444
1	5	<i>Scapholeberis sp.</i>	2,222
3	4	<i>Simocephalus sp.</i>	2,500