



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
Universidade Federal de Alfenas . Unifal-MG
Rua Gabriel Monteiro da Silva, 714 – Alfenas/MG – CEP 37130-000
Fone: (35) 3299-1000 . Fax: (35) 3299-1063



Maria Carolina de Almeida Castilho

Estrutura da comunidade zooplancônica em áreas de cultivo em tanques rede no reservatório da UHE de Furnas-MG, compartimento Rio Sapucaí.

Alfenas

2013

Maria Carolina de Almeida Castilho

Estrutura da comunidade zooplanctônica em áreas de cultivo em tanques rede no reservatório da UHE de Furnas-MG, compartimento Rio Sapucaí.

Dissertação apresentada como parte dos requisitos para a obtenção do título de mestre em Ecologia e Tecnologia Ambiental pela Universidade Federal de Alfenas.

Orientadora: Prof. Dra. Maria José dos Santos Wisniewski

Alfenas

2013

Castilho, Maria Carolina de Almeida.

Estrutura da comunidade zooplanctônica em áreas de cultivo em tanques rede no reservatório da UHE de Furnas-MG, compartimento Rio Sapucaí. / Maria Carolina de Almeida Castilho. - 2013.

124 f. -

Orientadora: Maria José dos Santos Wisniewski.
Dissertação (Mestrado em Ecologia e Tecnologia Ambiental) -
Universidade Federal de Alfenas, Alfenas, MG, 2013.
Bibliografia.

1. Limnologia. 2. Ecologia Aquática. 3. Zooplâncton. 4. Biodiversidade. I.
Santos-Wisniewski, Maria José dos. II. Título.

Maria Carolina de Almeida Castilho

Estrutura da comunidade zooplanctônica em áreas de cultivo em tanques rede no reservatório da UHE de Furnas-MG, compartimento Rio Sapucaí.

A banca examinadora abaixo-assinada aprova a dissertação apresentada como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Ecologia e Tecnologia Ambiental pela Universidade Federal de Alfenas.

Aprovada em:

Profa. Dra. Maria José dos Santos Wisniewski (presidente) _____
Instituição: UNIFAL Assinatura

Prof. Dr. Raoul Henry
Instituição: UNESP

Assinatura

Prof. Dra. Odete Rocha
Instituição: UFSCAR

Assinatura

AGRADECIMENTO

A Deus.

A Prof^a. Dr^a Maria José pelo conhecimento transmitido, paciência e confiança depositada durante esses quase cinco anos, incluindo IC.

Ao Prof. Dr. Célio Wisniewski pela ajuda nas análises estatísticas e constantes sugestões.

Aos professores da graduação e do PPGETA pelo conhecimento transmitido.

A Prof^a. Dr^a Tereza Cristina Orlando pela contribuição com a biologia molecular.

Ao Prof Dr^o Vinicius Xavier, Prof. Dr. Paulo Pamplin e Prof. Dr. Pedro Luccas pelas sugestões no exame de qualificação.

Aos funcionários da UNIFAL, principalmente as secretárias do PPGETA, Antonieta e Janaina.

Aos colegas do laboratório pela ajuda na preparação de material para coletas, coletas e triagem Erika, Karin, Ana Cristina, Eugênio, Rômulo, Paula, Mariana, Amanda e Tainá.

A todos do laboratório de Limnologia Juan, Ayla, Grazi, Fagner, Ronaldo e Nilva pelo incentivo e ajuda quando necessária.

Aos motoristas Dirceu, Marcos e Henrique pela ajuda durante o trabalho de campo.

A mestrand Lailah Abrão e ao prof. Dr^o Eduardo Figueiredo do Laboratório de Análises de Toxicantes e Fármacos da UNIFAL pelas determinações de oxitetraciclina na água.

A UFSCar, a Prof. Dr^a Odete Rocha e José Valdecir pelas análises de nutrientes.

A Erika pela ajuda com as amostras de rarefação.

Aos proprietários e funcionários dos tanques rede por permitir que as coletas fossem realizadas e pelas informações transmitidas.

A Thais pela amizade e ajuda durante todo o desenvolvimento do projeto.

A minha família pelo apoio e paciência durante. Aos meus pais, Fábio e Cecília, pelo incentivo aos estudos e esforço para que esta etapa fosse cumprida.

RESUMO

O cultivo de peixes em tanques rede tem aumentado no reservatório da UHE de Furnas. A ração e antibióticos utilizados neste tipo de cultivo geram impactos ao ambiente, podendo alterar negativamente o ecossistema aquático. Inventários sobre a diversidade biológica de um ecossistema são fundamentais para implementar programas de conservação, uso racional dos recursos e controle de pragas. O conhecimento sobre o ciclo de vida de espécies zooplanctônicas permite compreender o papel de cada espécie no ecossistema e fornece dados para o cálculo da produção secundária. Para conhecer o esforço amostral (arrastos com rede ou motobomba, volume e número de coletas) suficiente para registrar o maior número possível de espécies zooplanctônicas para a região limnética do compartimento Rio Sapucaí do reservatório de Furnas foram utilizados estimadores não paramétricos de riqueza (ACE, Chao1, Jackknife1 e Bootstrap). A fim de se observar o impacto do cultivo de peixes em tanques rede sobre a comunidade zooplanctônica e variáveis físicas e químicas da água foram realizadas coletas mensais durante um ano em 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas em 2 áreas de cultivo de peixes. Para caracterização biológica de duas espécies de Cladocera foram analisados em laboratório os parâmetros do ciclo de vida de *Scapholeberis armata freyi* e *Oxyurella longicaudis*. O volume de 400 litros e oito coletas mensais ao longo do ano é satisfatório para registrar 90% da riqueza zooplanctônica deste compartimento. As curvas ABC de biomassa e abundância cumulativas da comunidade zooplanctônica e o valor de W registrados para os 5 pontos de estudo indicam um distúrbio moderado no ambiente. Devido ao grande volume do reservatório da UHE de Furnas, os nutrientes e matéria orgânica resultantes da atual atividade de piscicultura desenvolvida nos ambientes de estudo são diluídos não afetando o funcionamento do ecossistema. A longevidade de *S. armata freyi* foi maior do que a registrada na literatura para espécies da família Daphnidae que receberam apenas alga como alimento. A produção total de ovos de *O. longicaudis* foi menor do que a observada para outras espécies da família Chydoridae, já que apresentou maior tempo de desenvolvimento embrionário e pós embrionário. É apresentado o DNA *barcode* para *O. longicaudis* a fim de facilitar a identificação em futuros estudos ecológicos da comunidade zooplanctônica.

Palavras-chave: Parques aquícolas. Reservatório tropical. Oxitetraciclina. Biodiversidade. Curvas de acumulação de espécies. Bionomia. DNA *barcode*.

ABSTRACT

The culture of fish in net cages is growing in the Furnas reservoir. The feed and antibiotics, used in fish farming, generate impacts to the environment and can negatively modify the aquatic ecosystem. Inventories on biological diversity of these ecosystems are fundamental to implement conservation programs, rational use of resources and pest control. Knowledge about the life cycle of zooplankton species allows us to understand the role of each species in the ecosystem and provides data for the calculation of secondary production. In this work used nonparametric richness estimators (ACE, Chao1, Jackknife1 and Bootstrap) aiming minimal sampling effort (hauls with net or pump, volume and number of samples) to reach the probable maximum number of species in the reservoir limnetic region. Monthly samplings in Furnas reservoir were performed for one year at five points in two areas where fish cultivation in net cage occurs, in order to observe the impact of this activity on zooplankton community and physical and chemical water variables. In the laboratory, the life cycle parameters of two species of Cladocera, *Scapholeberis armata freyi* and *Oxyurella longicaudis*, were analyzed. The analysis shows that 400 liters of water and eight monthly samplings throughout the year is satisfactory to access 90% the richness of the studied compartments. The concentration of nitrite and nitrate are according to the established by CONAMA. The curves ABC of cumulative biomass and density and the value of W recorded for all sampling points indicate a moderate disturbance in the environment. Due to the large water volume of this reservoir, nutrients and organic matter resulting from fish farming are diluted and do not affect the ecosystem functioning. From laboratory culture, the longevity of *S. armata freyi* was higher than that observed for other species of the family Daphnidae, when the food source was algae only. The total production of eggs of *O. longicaudis* was lower than that observed for other species of the Chydoridae family, since it showed a longer duration of embryonic development, and reached the primiparous stage later. DNA *barcode* is also reported for *O. longicaudis* isolated in Brazil in order to facilitate future identification in zooplankton community studies.

Key-words: Aquaculture parks. Reservoir tropical. Oxytetracycline. Biodiversity. Species accumulation curves. Bionomy. DNA *barcode*.

SUMÁRIO

1	Introdução	8
2	Revisão de literatura	10
2.1	Reservatórios	10
2.2	Cultivo de peixes em tanques rede e parques aquícolas em reservatórios	11
2.3	Comunidade zooplanctônica	12
2.4	Interações bióticas e abióticas que controlam a distribuição da comunidade zooplanctônica.....	15
2.5	Estimadores não-paramétricos de riqueza de espécies.....	17
2.6	Ciclo de vida e DNA barcode de Cladocera	19
3	Área de estudo	22
	Reservatório da UHE de Furnas-MG	22
4	Hipóteses	24
5	Objetivos	25
5.1	Objetivos gerais.....	25
5.2	Objetivos específicos.....	25
	REFERÊNCIAS	26
	Capítulo I: Quantificando a riqueza de espécies zooplanctônicas limnéticas em um reservatório tropical	36
	Introdução	37
	Materiais e métodos	38
	Resultados	40
	Discussão.....	47
	Referências	51
	Capítulo II: Estrutura da comunidade zooplanctônica em áreas de cultivo com tanques rede em um reservatório tropical	54
	Introdução	55
	Materiais e Métodos	56
	Resultados	59
	Discussão.....	73
	Conclusões	77
	Referências	78
	Capítulo III: Ciclo de vida de <i>Scapholeberis armata freyi</i> Dumont & Pensaert, 1983 (Cladocera, Daphnidae)	84
	Introdução	85
	Materiais e Métodos	86
	Resultados	87
	Discussão.....	89
	Referências	92
	Capítulo IV: História de Vida e DNA barcode de <i>Oxyurella longicaudis</i> (Birgei, 1910) (Cladocera, Chydoridae)	95
	Introdução	96
	Materiais e métodos	97
	Resultados	99
	Discussão.....	100
	Conclusões	102
	Referências	103
6	Conclusões gerais	106
7	Perspectivas futuras	108
	ANEXOS	109

1 Introdução

O uso de tanques rede tem se intensificado no reservatório da UHE de Furnas-MG e para o uso racional deste meio de cultivo foram estabelecidos parques aquícolas. No entanto, o cultivo de peixes em tanques rede causa impactos ao ambiente aquático, como o processo de eutrofização que se dá devido ao acúmulo de excretas de peixes e restos de alimentos despejados no corpo d'água, que aumentam as concentrações de fósforo e nitrogênio, nutrientes responsáveis pelo florescimento de algas que favorecem o aumento de bactérias que utilizam o oxigênio da coluna d'água para sua decomposição, levando o ambiente a anoxia. Outro problema decorrente deste tipo de cultivo é o uso de antibióticos (florfenicol e oxitetraciclina), os quais são utilizados para prevenir diversas patologias oportunistas que afetam estes animais (FERREIRA et al., 2007). Estes medicamentos tem efeito sobre a biota aquática afetando pequenos organismos, como rotíferos, protozoários, algas e bactérias planctônicas.

Diante disso, se faz necessário avaliar a influência do cultivo de peixes em tanques rede sobre a comunidade zooplancônica e sobre as variáveis físicas e químicas da água, e o comprometimento da capacidade do ambiente em assimilar o material oriundo destes tanques.

A crescente degradação de habitats naturais e conseqüente perda de espécies têm preocupado ambientalistas e ecólogos nas últimas décadas. Com o aumento do processo de eutrofização e degradação dos corpos d'água devido à ação antrópica, com despejo de efluentes industriais e domésticos, dejetos agropecuários e da aqüicultura, surge a necessidade de inventariar as espécies existentes nestes ambientes, pois, é necessário conhecer o número de espécies do ambiente para implantação de programas de manejo e proteção a espécies raras. Para quantificar o número de espécies do ambiente são utilizados estimadores não paramétricos de riqueza.

Uma das maneiras de compreender o funcionamento do ecossistema consiste em conhecer a história de vida dos organismos que ali habitam. Estudos sobre o ciclo de vida de espécies zooplancônicas contribuem para um maior conhecimento sobre a biologia da espécie, facilitando inferências sobre a influência da mesma na comunidade em que vive. Estes estudos são fundamentais para o cálculo da produção secundária, que foram estabelecidos com base em espécies de regiões temperadas, que apresentam características de desenvolvimento distintas daquelas presentes em regiões tropicais. Portanto, estudos de ciclo

de vida com espécies tropicais são fundamentais para conhecer a produção secundária e o funcionamento de ecossistemas tropicais.

A dissertação está estruturada em uma revisão da literatura, hipóteses e os objetivos do projeto, a seguir artigos que serão enviados para a publicação, após revisões e sugestões da banca, são apresentados em capítulos. No capítulo I “Quantificando a riqueza de espécies zooplanctônicas limnéticas em um reservatório tropical” discute-se sobre o esforço amostral suficiente para acessar a maior riqueza zooplanctônica possível na região limnética do reservatório. Foram utilizadas amostras coletadas no reservatório de Furnas em dezembro de 2009 para determinar qual o volume de água ideal a ser coletado, com motobomba de sucção e arrastos com rede de plâncton, com o qual é possível inventariar a maior riqueza zooplanctônica possível. E para determinar o número de coletas que são necessárias ao longo do ano para registrar a maior riqueza de espécies para a região limnética foram utilizadas amostras coletadas de março de 2011 a fevereiro de 2012 no mesmo reservatório. O capítulo II “Estrutura da comunidade zooplanctônica em áreas de cultivo com tanques rede em um reservatório tropical” aborda o impacto causado pelo cultivo de tilápias em tanques rede em duas áreas do reservatório de Furnas sobre a comunidade zooplanctônica e variáveis físicas e químicas da água, com coletas realizadas de março de 2011 a fevereiro de 2012. Os capítulos III e IV são produtos do Programa Biota Minas que buscou inventariar a biodiversidade zooplanctônica no sul e sudeste de Minas Gerais, foram realizados cultivos com duas espécies de Cladocera com objetivo de conhecer o ciclo de vida das mesmas, cujos dados serão utilizados para cálculos da produção secundária. Além disso, os organismos oriundos do cultivo foram utilizados para a análise da biologia molecular. O capítulo III “Life cycle of *Scapholeberis armata freyi* Dumont & Pensaert, 1983 (Cladocera: Daphnidae)” descreve os parâmetros do ciclo de *Scapholeberis armata freyi* oriunda de um corpo d’água inserido na Serra da Mantiqueira, este artigo foi publicado na revista Biota Neotropica. E o capítulo IV “História de Vida e DNA *barcode* de *Oxyurella longicaudis* (Birgei 1910) (Cladocera: Chydoridae)” apresenta aspectos relacionados ao desenvolvimento e reprodução de *Oxyurella longicaudis*, além do DNA *barcode* da espécie, o primeiro para Cladocera do Brasil.

2 Revisão de literatura

2.1 Reservatórios

As primeiras construções de reservatórios no Brasil ocorreram no nordeste a fim de se obter reservas de água para a população devido à escassez de chuvas na região. Na segunda metade do século XX, houve um aumento na construção de reservatórios nas regiões sul e sudeste com a finalidade de gerar energia elétrica para suprir a demanda de indústrias e centros urbanos (AGOSTINHO et al., 2007). Na década de 1990 houve uma redução na construção de reservatórios devido à restrição imposta pela legislação ambiental (TUNDISI, 2003). Com o intuito de evitar uma nova crise energética como a ocorrida em 2001, a construção de reservatórios foi novamente impulsionada. Assim, atualmente é observada uma expansão na construção de reservatórios financiada pelo Programa de Aceleração do Crescimento do governo federal, em especial na região Amazônica. Com o represamento do Rio Madeira foram construídas as hidrelétricas de Santo Antônio e Jirau e com o represamento do Rio Xingu está em fase de construção a UHE de Belo Monte (TUNDISI, 2007; ALMEIDA; BASTOS, 2010).

Após a formação do reservatório observa-se um aumento no tempo de residência da água e a formação de compartimentos no sistema. Um destes compartimentos apresenta características lólicas, localizado na parte alta do reservatório; outro com características lênticas, próximo a barragem e uma região de transição entre esses dois compartimentos (THORNTON, 1990). Reservatórios também são compartimentalizados em região litorânea e limnética. A primeira está em contato com o ecossistema terrestre e representa um ecótono entre os ambientes aquático e terrestre, e a região limnética é a área mais central do reservatório, onde são encontrados o plâncton e o nécton (HENRY; NOGUEIRA, 2007; ESTEVES, 2011).

As características físicas, químicas e biológicas dos reservatórios, bem como seu funcionamento são determinadas pelas características da região e tipo de construção, tempo de retenção da água, período de enchimento, além dos impactos causados pelos usos múltiplos de suas águas (TUNDISI; MATSUMURA-TUNDISI, 2008).

Estudos sobre reservatórios no Brasil abordam os impactos positivos e negativos destas construções, dentre os impactos negativos destaca-se o aumento de atividades antrópicas que tem levado a deterioração destes corpos d'água, já que recebem materiais oriundos da agricultura, indústria e lançamentos de esgoto doméstico (TUNDISI, 2003). O

que leva ao processo de eutrofização, caracterizado pelo enriquecimento de nutrientes na coluna d'água de forma acelerada e desequilibrada (TOLEDO et al., 1983; ESTEVES, 2011).

Entre os efeitos positivos estão a produção de energia elétrica, reserva de água, regulação de enchentes, atividades de recreação, turismo e aquicultura (TUNDISI, 2007).

2.2 Cultivo de peixes em tanques rede e parques aquícolas em reservatórios

A aquicultura tem se desenvolvido no Brasil, atualmente a produção pesqueira passou de 25 mil toneladas em 1990 para cerca de 270 mil toneladas em 2004 (IBAMA, 2005), o saldo comercial da pesca passou a se superavitário a partir de 2001. Assim, a aquicultura tem se estabelecido como uma atividade bastante produtiva. O cultivo de peixes em tanques rede e gaiolas representa um investimento de baixo custo e grande rapidez de implantação, que possibilita um adequado aproveitamento dos recursos hídricos e rápida expansão da piscicultura. Estes cultivos visam garantir o uso sustentável dos recursos aquáticos (KUBITZA, 1999).

Área Aquícola compreende um espaço físico, contínuo e delimitado, no meio aquático destinado à aquicultura. O Parque Aquícola corresponde ao conjunto de áreas aquícolas, onde podem ser desenvolvidas atividades compatíveis com a aquicultura (Decreto N°4895 de 2003).

Embora na implantação dos parques aquícolas sejam previstos que os impactos seriam limitados a uma escala local não comprometendo a qualidade geral dos sistemas, alguns estudos demonstram que tal atividade é responsável por altas concentrações de sólidos dissolvidos, matéria orgânica particulada e nutrientes oriundos da ração não assimilada e das excretas dos peixes (MENEZES; BEIRUTY, 2003; SANTOS et al, 2009; MALLASEN et al, 2011), os quais interferem na capacidade suporte do ambiente.

Capacidade suporte é o nível máximo de uma população que um ambiente pode suportar de acordo com seus recursos finitos, tais como alimento, água e espaço (MONTE-LUNA et al, 2004). Em aquicultura, a capacidade suporte é a produção máxima permissível de organismos na qual a emissão de resíduos não ultrapasse a capacidade assimilativa do ambiente (KAUTSKY et al, 1997).

Assim, a capacidade suporte dos parques aquícolas instalados em grandes reservatórios é limitada pelas perdas de carbono, nitrogênio e fósforo oriundos de ração não digerida e de resíduos fecais e metabólicos dos peixes que permanecem na água (KUBITZA, 2000; PANGAD et al, 2000). Estes resíduos se sedimentam e acumulam no ecossistema, com isso há um aumento no consumo de oxigênio nos sedimentos, levando ao hipolimnio anóxico que traz conseqüências negativas ao ecossistema, como mudança de espécies, desequilíbrios

no funcionamento do ecossistema e o processo de eutrofização (ARARIPE et al, 2006; PARQUES AQUÍCOLAS, 2007a)

Os peixes quando submetidos ao cultivo intensivo, ficam mais estressados e sensíveis a enfermidades como parasitoses, bacterioses, viroses e micoses (PARQUES AQUÍCOLAS, 2007a). Os antibióticos mais comuns utilizados para prevenir estas contaminações são oxitetraciclina (OTC) e florfenicol (FFC). Estes antibióticos podem ser adicionados a ração ou utilizados em banhos de imersão. A utilização na alimentação é a mais comum, pois a quantidade de antibiótico neste tipo de tratamento é menor do que a utilizada na imersão e o resíduo gerado para o ambiente também é menor (FERREIRA et al, 2007). A oxitetraciclina é utilizada em gado e o florfenicol foi desenvolvido para a piscicultura, mas devido ao elevado custo é mais utilizada a oxitetraciclina.

O uso de fármacos na aquicultura e no trato de criações animais intensivas (bovinos, suínos e aves) representa a principal via de entrada de antibióticos no ambiente, podendo ocasionar a contaminação de ambientes tanto aquáticos quanto terrestres (BOXALL et al, 2002). Por outro lado, os antibióticos empregados na aquicultura são liberados diretamente nas águas superficiais, onde uma carga elevada de resíduos de antibióticos pode acumular-se nos sedimentos, com potencial de alterar negativamente o ecossistema aquático (ALEXY et al, 2004).

Estes medicamentos são adicionados a ração e despejados no reservatório para alimentar os peixes e podem ter efeito sobre bactérias, protozoários e pequenos rotíferos que vivem neste ambiente. As teias microbianas são responsáveis pela maior parte da ciclagem de nutrientes e fluxo de energia em ambientes aquáticos (THOMAZ, 1999) e a oxitetraciclina e florfenicol podem impedir seu crescimento de tal forma que estas ocorram em menores densidades no ambiente, o que acarreta em desequilíbrios neste ecossistema.

2.3 Comunidade zooplanctônica

A comunidade zooplanctônica representa um importante elo na cadeia alimentar, participando da ciclagem de nutrientes e do fluxo de energia, transferindo a energia de níveis tróficos inferiores (produtores e consumidores primários) a níveis tróficos superiores (WETZEL, 1993).

O zooplâncton de água doce tem uma baixa diversidade, com poucas espécies adaptadas as condições ambientais da região limnética. No entanto, apresenta uma maior variedade de espécies na região litorânea, principalmente vivendo associados à macrófitas

(SANTOS-WISNIEWSKI et al, 2002; CASTILHO-NOLL et al, 2010; SOARES; ELMOOR-LOUREIRO, 2011; ROCHA et al, 2011).

Os principais grupos zooplanctônicos são Rotifera, Cladocera e Copepoda. Rotifera é o grupo mais representativo no zooplâncton em ecossistemas aquáticos tropicais, tanto em densidade quanto em número de espécies. Isto é explicado pelo fato desses organismos apresentarem uma dieta bastante diversificada, consumindo algas, detritos e bactérias (ROCHA et al, 1995). Rotífera engloba cerca de 2030 espécies, sendo 1570 Monogononta e 461 espécies Bdelloidea (SEGERS, 2007). Rotíferos apresentam uma cutícula fina e flexível, no entanto esta pode tornar-se rígida e espessa, sendo denominada lorica, a qual possui importância taxonômica para algumas espécies. Estes organismos possuem uma coroa de cílios utilizada para locomoção e alimentação. Apresentam reprodução predominantemente partenogenética e a taxa de reprodução está relacionada à quantidade e qualidade do alimento e a temperatura (WETZEL, 1993). Assim, estes fatores são responsáveis pelas variações sazonais nas populações de rotíferos.

Alguns estudos associam espécies de Rotífera a condições tróficas do ambiente em que são encontradas. *Conochilus unicornis* e *Keratella cochlearis* são associados a ambientes hipereutróficos, e *Polyarthra vulgaris* e *Keratella tropica* a ambientes menos eutrofizados (MATSUMURA-TUNDISI, 2007). Em estudo de corpos d'água do estado de São Paulo, Piva-Bertolotti (2001) associou *Brachionus angularis*, *B. calyciflorus* e *Trichocerca similis* a condições eutróficas. As espécies *Conochilus unicornis*, *C. coenobasis*, *Trichocerca chattoni* e *Collotheca* sp. foram associadas a ambientes oligotróficos e mesotróficos em reservatórios em cascata no estado de São Paulo (GUNTZEL, 2000; SAMPAIO et al, 2002).

Estima-se que ocorram 620 espécies de Cladocera no mundo e 112 no Brasil. As espécies registradas no Brasil estão distribuídas em 7 famílias, as mais abundantes são Daphnidae, Chydoridae e Macrothricidae (ROCHA & GUNTZEL, 1999; FORRÓ et al, 2008). Os cladóceros possuem um tamanho variando entre 0,5 e 3 mm. A maioria das espécies é de hábito rastejador ou bentônico, vivem entre os detritos na região litorânea de lagos e reservatórios e alimentam-se raspando matéria orgânica da superfície de plantas, sedimentos ou outros materiais. Há também famílias de hábito planctônico, as quais se alimentam de algas, bactérias e outras partículas em suspensão (ROCHA; GUNTZEL, 1999; ELMOOR-LOUREIRO, 2005).

Cladóceros realizam reprodução assexuada por partenogênese, no entanto, em condições desfavoráveis à sobrevivência, como baixas temperaturas, superpopulações, escassez de alimento, realizam reprodução sexuada onde são produzidos machos e não fêmeas

(WETZEL, 1993). Em regiões tropicais, o desenvolvimento de populações de cladóceros é influenciado pela precipitação, uma vez que no período de chuvas há uma mudança nas condições do corpo d'água (turbidez, concentração de gases e disponibilidade de alimentos) (FERNANDO, 2002).

Cladóceros são importantes na transferência de energia em ambientes lênticos, já que atingem a maturidade rapidamente, além de apresentarem alto valor nutricional para larvas de peixes devido a seu alto teor de lipídeos e proteínas (SIPAÚBA-TAVARES & ROCHA, 2001; ROCHE & ROCHA, 2005).

A subclasse Copepoda é dividida nas ordens Calanoida, Cyclopida e Harpacticoida. A primeira é composta por herbívoros, enquanto que os Cyclopida são onívoros, mas os gêneros *Macrocylops*, *Acanthocylops*, *Cyclops* e *Mesocylops* são carnívoros, alimentando-se de microcrustáceos, larvas de dípteros e oligoquetas. As espécies dos gêneros *Eucyclops*, alguns *Acanthocylops* e *Microcylops* são herbívoras (WETZEL, 1993; SILVA, 2003). Foi observado que ciclopóides da represa de Barra Bonita se alimentam de fitoplâncton, zooplâncton, detritos de origem orgânica e *Microcystis* (Rietzler, 1995). Os harpacticóides vivem preferencialmente no litoral associados à vegetação e ao sedimento (WETZEL, 1993). Matsumura-Tundisi et al (2000) apontam que Calanoida é mais abundante em ambientes oligo-mesotróficos, enquanto Cyclopida é dominante em ambientes eutróficos. No entanto, Rietzler et al (2002), observaram que *Argyrodiaptomus furcatus* é uma espécie indicadora de ambientes menos eutróficos, enquanto *Notodiatomus iheringi* é comum em ambientes eutróficos com florescimento de cianofíceas. Além disso, os autores observaram que *A. furcatus* está sendo substituído por *N. iheringi* em ambientes mais eutrofizados.

Sendacz e Kubo (1982) associariam *N. iheringi* a altos níveis de nutrientes e clorofila *a* no reservatório do Funil. No reservatório de Barra Bonita, Calanoida contribuiu com aproximadamente um terço da produção de Copepoda (SANTOS-WISNIEWSKI; ROCHA, 2007). Este padrão reflete o fato de que, em sistemas eutróficos, a base da cadeia alimentar passa de herbívora para detritívora, devido a alterações na qualidade do fitoplâncton (domínio de Chlorophyceae para Cyanophyceae) que favorecem o predomínio de ciclopóides em detrimento de calanóides (TUNDISI et al, 1988).

2.4 Interações bióticas e abióticas que controlam a distribuição da comunidade zooplanctônica

A diversidade e distribuição da biota aquática dependem de fatores e processos evolutivos, como interações entre as espécies, período e mecanismos de colonização, respostas dos indivíduos as condições ambientais (concentração iônica, temperatura, parasitas, predadores, entre outras), além de características dos sistemas aquáticos, como aspectos geofísicos das bacias, origem da represa, estado de trofia e impactos antrópicos (TUNDISI; MATSUMURA-TUNDISI, 2008).

Com relação às interações bióticas que controlam a distribuição do zooplâncton, Brooks e Dodson (1965) observaram que a presença de peixes planctívoros altera a composição da comunidade zooplanctônica, onde predominam pequenos cladóceros e copépodos, uma vez que os peixes selecionam o zooplâncton de maior tamanho. No entanto, Zaret e Kerfoot (1985) observaram que a visibilidade da presa pelo predador não depende somente do tamanho da presa, mas também de sua pigmentação. Ou seja, peixes planctívoros selecionam suas presas pelo tamanho, contraste e pigmentação. Em lagos tropicais de planície de inundação a predação foi mais evidente sobre indivíduos de maior porte apenas no período seco (BONECKER et al., 2011).

Estudos sobre seletividade alimentar apontam que larvas de *Chaoborus* alimentam-se de zooplâncton durante o dia e de zoobentos durante a noite. Ainda com relação à predação sabe-se que o rotífero *Asplanchna sieboldi* se alimenta de copépodos calanóides, os quais consomem algas. Assim, na presença de *A. sieboldi* no ambiente há um incremento na biomassa do fitoplâncton (MATSUMURA-TUNDISI, 2007).

Alguns estudos em reservatórios brasileiros indicam a relação entre alterações na estrutura da comunidade zooplanctônica (composição, densidade, diversidade, padrões alométricos, biomassa e abundância) com o gradiente de trofia do ambiente. Espécies *r* estrategistas, com dietas mais amplas, taxas de reprodução mais rápidas, menor tamanho e ciclo de vida mais curto, como rotíferos, protozoários e bactérias, predominam em ambientes eutróficos (SENDACZ, 1993; PINTO-COELHO; CORGOSINHO, 1998; MATSUMURA-TUNDISI et al., 2000; PINTO-COELHO et al., 2005; CRISPIM; FREITAS, 2005; PEDROSO; ROCHA, 2005; BRITO et al., 2011).

Os estudos realizados no reservatório da UHE de Furnas-MG apontam o compartimento Rio Sapucaí como o mais impactado (RULL DEL AGUILA, 2001; LANDA et al., 2002; CORGOSINHO; PINTO-COELHO, 2006; SANTOS et al., 2009; BRITO, 2010). Pinto-Coelho e Corgosinho (1998) analisaram os padrões alométricos e biomassa de

Chaoborus sp. e do microzooplâncton relacionando-os ao grau de trofia do ambiente; Landa et al. (2002) estudaram a distribuição de *Kellicottia bostoniensis* no reservatório; Corgosinho e Pinto-Coelho (2006) observaram um aumento alométrico do Copepoda *Argyrodiaptomus furcatus* adulto com o gradiente de trofia do ambiente no reservatório; Santos et al. (2010) estudaram a biomassa e produção secundária de Cladocera, Negreiros (2010) analisou a diversidade e produção de Rotífera no compartimento Rio Sapucaí do reservatório; Silva (2011) observou as variações espaciais e temporais da composição, diversidade e biomassa da comunidade zooplanctônica do reservatório da UHE de Furnas.

Testes de toxicidade aguda conduzidos com crustáceos e peixes, demonstraram que as concentrações tóxicas de oxitetraciclina situaram-se na faixa de mg/L, muito acima das concentrações encontradas em ambientes aquáticos, normalmente na faixa de ng ou µg/L (LANZKY; HALLING-SORENSEN, 1997; MIGLIORE et al., 1997). Em estudo de toxicidade de oxitetraciclina com *Daphnia magna* não foram observados efeitos agudos em concentrações ambientalmente relevantes, no entanto, em concentrações mais elevadas de oxitetraciclina (5 a 50mg/L) foram observados efeitos crônicos (reprodução) nesta espécie (WOLLENBERGER et al., 2000). Os efeitos tóxicos destes antibióticos em crustáceos, na natureza, são consequência da ação desses resíduos nos organismos que fazem parte da cadeia alimentar.

De acordo com o conceito de elo microbiano as bactérias presentes no plâncton não participam apenas da decomposição, são também responsáveis pela entrada de carbono nas teias alimentares (THOMAZ, 1999). Estudos com cladóceros demonstram que alguns dafnídeos alimentam-se de bactérias, o que diminui o número de elos na cadeia alimentar (JÜRGENS, 1994; TRANVIK, 1998). Assim, se faz necessário o estudo dos efeitos que estes antibióticos causam em organismos não alvos e no ambiente aquático em que são utilizados.

Ainda são poucas as informações sobre concentrações de antibióticos e sua administração na produção aquícola (BILA et al., 2003). Muitos destes antibióticos são usados de forma indiscriminada e grandes quantidades são lançadas nos corpos hídricos. Informações sobre o monitoramento da concentração de florfenicol e oxitetraciclina e de seu impacto ambiental são escassas. Principalmente estudos de toxicidade aguda e crônica, e possíveis efeitos adversos no ambiente (CARRASCHI, 2010).

Estudos sobre a instalação de tanques rede em reservatórios abordam o efeito deste tipo de cultivo sobre as variáveis físicas e químicas da água e sobre a biota aquática. Foi observado que a atividade não causa grave impacto ao ambiente e os valores médios das variáveis físicas e químicas atenderam aos padrões estabelecidos pela Resolução 357

CONAMA para corpos d'água classe 2 (DIEMER et al., 2010; MALLASEN et al., 2012). O cultivo em tanques rede contribuiu para menores riqueza e abundância de algas perifíticas (FONSECA et al., 2009) e alterou a textura dos sedimentos, favorecendo maiores densidade da fauna bentônica, sem comprometer a composição da comunidade (MENEZES; BEIRUTY, 2003). Em áreas de cultivo com tanques rede em reservatórios brasileiros foi registrada variação na composição e abundância de Rotifera e Cladocera (SANTOS et al., 2009) e aumento na biomassa zooplancônica (LOUREIRO et al., 2012). As espécies *Brachionus calyciflorus* e *Moina micrura* são indicadoras de eutrofização em sistemas de cultivo de peixes (piscicultura e pesque-pague) (LOUREIRO et al., 2011)

2.5 Estimadores não-paramétricos de riqueza de espécies

Diversidade biológica pode ser entendida em três níveis, diversidade de espécies, diversidade de habitats e diversidade genética (BEGON et al., 2007; MELO, 2008). Os índices de diversidade utilizam os parâmetros densidade e riqueza de espécies, inferindo sobre a equitabilidade na distribuição destas espécies no ambiente.

Inventários sobre as espécies de um ecossistema são fundamentais para a implementação de programas de conservação e uso racional dos recursos, além do controle de pragas (KING; PORTER, 2005; SANTOS, 2006). Estes inventários alcançaram destaque nas últimas décadas com o avanço da degradação em ecossistemas naturais e conseqüente perda da biodiversidade. Para o ecossistema aquático tem crescido o número de pesquisas destinadas a conhecer a diversidade aquática, como estudos de impacto ambiental para licenciamento de construções de hidroelétricas e determinação de áreas para parques aquícolas (PARQUES AQUÍCOLAS, 2007a; SANTOS-WISNIEWSKI et al., 2011).

A metodologia empregada na coleta de dados pode interferir na riqueza registrada, assim a abertura de malha da rede utilizada deve ser apropriada, levando em conta o tamanho dos organismos a serem capturados e sua capacidade de escape. Com a finalidade de integrar toda a coluna d'água a coleta deve ser realizada utilizando bomba de sucção ou arrastos verticais com rede (PINTO-COELHO, 2004). Além disso, o volume coletado deve ser suficiente para representar a diversidade do ambiente. Para o ambiente aquático, a padronização do esforço amostral consiste em estabelecer o volume ideal de água coletado onde cerca de 90% da riqueza total do ambiente é registrada. As curvas de acumulação de espécies são boas ferramentas para avaliação da eficácia do método de coleta, pois representam o número cumulativo de espécies observadas em uma área (volume) em função do esforço amostral (KING; PORTER, 2005; MUIRHEAD et al., 2006).

Devido a complexidade em se amostrar todos os indivíduos de uma determinada área, os trabalhos ecológicos buscam estimar a riqueza de espécies de um determinado ambiente por meio de subamostras e técnicas estatísticas (MUIRHEAD et al., 2006; MELO, 2008). Dentre estas técnicas destacam-se os estimadores não-paramétricos de riqueza. Os estimadores Chao e Jackknife são baseados na ocorrência de espécies raras, que aparecem em poucas amostras ou em baixas densidades. Já o estimador Bootstrap utilizada dados de todas as espécies coletadas para estimar a riqueza total (SANTOS, 2006).

Para o cálculo do estimador Jackknife1 são consideradas raras as espécies que ocorrem em apenas uma amostra (uniques). Quando todas as espécies coletadas ocorrem em mais de uma amostra a curva Jackknife 1 é igual a curva de riqueza observada (Sobs). O estimador Chao1 utiliza a riqueza observada somada ao quadrado do número de espécies registradas com apenas um indivíduo (singletons), dividido pelo dobro de espécies com apenas 2 indivíduos (doubletons) (COLWEELL; CODDINGTON, 1994; MAGURRAN, 2011; COLWEELL et al, 2004; SANTOS, 2006).

O estimador ACE (Abundance-based Coverage Estimator) foi desenvolvido baseado no conceito de cobertura de amostra. Este considera raras as espécies com poucos indivíduos, em geral com abundância entre 1 e 10 espécimes (COLWEELL; CODDINGTON, 1994; MAGURRAN, 2011; COLWEELL et al., 2004; SANTOS, 2006).

O estimador Bootstrap calcula a riqueza total, somando a riqueza observada a soma do inverso da proporção de amostras em que cada espécie aparece (COLWEELL; CODDINGTON, 1994; MAGURRAN, 2011; COLWEELL et al., 2004; SANTOS, 2006).

Cowell e Gotelli (2001) discutem sobre a necessidade de padronizar o esforço amostral a fim de comparar a riqueza de espécies entre diferentes ambientes de estudo. Para o ambiente aquático, a padronização do esforço amostral consiste em estabelecer o volume ideal de água coletado onde cerca de 90% da riqueza total do ambiente é acessada. As curvas dos estimadores de riqueza sanam esta questão, pois relacionam o número de espécies coletadas ao esforço amostral (MUIRHEAD et al., 2006), possibilitando a comparação entre a riqueza de diferentes ambientes.

Segundo Dumont e Segers (1996), a variação sazonal do zooplâncton é um fator que influencia sua composição e riqueza, sendo necessárias pesquisas para obter o número de amostras necessárias para acessar a maior riqueza possível em ambientes tropicais. O número de espécies zooplanctônicas registradas nos trópicos é menor quando comparado a região temperada, já que um número menor de estudos abordando a comunidade zooplanctônica é realizado nesta região. Além disso, a presença de lagoas temporárias dificulta a realização de

coletas nos trópicos, e fatores que influenciam na perda da diversidade são acentuados nesta região como altas taxas de predação por peixes planctívoros, floração de cianobactérias e elevada poluição nos corpos d'água (SARMA et al., 2005).

Estudos abordando curvas de rarefação para a comunidade zooplanctônica são escassos. Dumont e Segers (1996) afirmam que o estimador Chao é mais eficiente para estimar a riqueza em regiões temperadas do que em regiões tropicais, além de produzir melhores estimativas para riqueza de Rotifera do que de Cladocera. Muirhead et al (2006) observaram por meio de curvas de acumulação de espécies em lagos temperados que a riqueza de Rotifera do hábitat litorâneo não atinge a assíntota. Sousa (2012) utilizando os estimadores não-paramétricos ACE, Chao1 e Jackknife1 verificou que a metodologia empregada para amostragem de Cladocera de uma área palustre do Cerrado brasileiro é eficiente.

2.6 Ciclo de vida e DNA barcode de Cladocera

Estudos envolvendo o ciclo de vida de Cladocera são importantes, pois proporcionam um maior conhecimento sobre a biologia destes animais, além de fornecer dados para o cálculo da produção secundária em ambientes aquáticos, dinâmica de populações, interações na cadeia alimentar e ecotoxicológicas com o objetivo de controlar a qualidade ambiental (MELÃO, 1997; SANTOS-WISNIEWSKI et al., 2006; FREITAS; ROCHA, 2006).

Fatores ambientais influenciam o crescimento, reprodução e sobrevivência do zooplâncton. Além desses fatores, a qualidade do alimento e a temperatura são muito importantes. O tempo de desenvolvimento embrionário é dependente da temperatura, e a fecundidade relaciona-se a disponibilidade de alimento (BOTIRELL et al., 1976). Crescimento e reprodução são características das espécies influenciadas por condições ambientais, e os parâmetros do ciclo de vida das espécies são utilizados indiretamente para conhecer sua biologia e distribuição em ambientes específicos, juntamente com observações no campo (GÜNTZEL et al., 2003).

Estudos de ciclo de vida de cladóceros desenvolvidos no Brasil visam conhecer a biologia destes animais focando os estudos em cálculos de produção secundária (MATSUMURA-TUNDISI, 1984; HARDY; DUNCAN, 1994; MELÃO, 1997; SANTOS-WISNIEWSKI, 1998). Alguns estudos visam a produção destes organismos em larga escala para alimentação de peixes (SIPAÚBA-TAVARES; MORENO, 1994; SIPAÚBA-TAVARES; ROCHA, 2003).

Foram realizados diversos trabalhos enfocando o ciclo de vida de espécies da família Chydoridae, das subfamílias Aloninae e Chydorinae (BOTTRELL, 1976; MURUGAN; JOB, 1982; VENKATARAMAN, 1990; SHARMA; SHARMA, 1998; MARTINEZ-JERONIMO; GOMEZ-DÍAZ, 2011). No Brasil, os estudos sobre o ciclo de vida de Chydoridae foram desenvolvidos por Melão (1997) com *Chydorus dentifer* e *Acroperus harpae* e por Santos-Wisniewski (2006) com *Chydorus pubescens*. Foi observada grande variação no ciclo de vida, com uma duração variando de 9 a 25 dias, com maior longevidade de *Chydorus pubescens*.

Outra maneira de caracterizar uma espécie é por meio de estudos moleculares. A identificação de espécies de Cladocera utilizando a classificação morfológica é bastante complexa, pois pequenas estruturas diferenciam uma espécie das outras. Técnicas moleculares associadas à taxonomia são bastante promissoras para a correta identificação de espécies. Com base em estudos moleculares acredita-se que o número de espécies de Cladocera existentes é em torno de 4 vezes maior do que o número de espécies conhecidas (FORRÓ et al., 2008). Dentre esses estão os marcadores moleculares como o DNA *barcode*, que compreende o estudo de uma região específica do gene que codifica a enzima citocromo oxidase I do DNA mitocondrial. Esta região possui grande variabilidade interespecífica e baixa variabilidade intraespecífica, portanto, uma ótima ferramenta para caracterizar uma espécie.

O DNA *barcode* é uma técnica que pode ser empregada em estudos de genética de populações, filogenia e taxonomia (HAJIBABAEI et al., 2007). Atualmente a identificação molecular através do código de barras de DNA tem sido útil para estudos ecológicos, pois permite a discriminação e descobrimento de espécies crípticas. O método tem sido utilizado para identificação de novas espécies em muitos grupos animais (HEBERT et al., 2003), incluindo Crustacea (COSTA et al., 2007).

O método permite acelerar a identificação de novas espécies e elucidar divergências com relação a espécies crípticas, complexos de espécie e sinonímia. Além disso, facilita a compreensão sobre a distribuição de espécies zooplanctônicas e a colonização de ambientes aquáticos (HEBERT; GREGORY, 2005; ELIAS-GUTIÉRREZ et al., 2008).

Utilizando as regiões 16S e 18S do RNA ribossomal (rRNA) e COI Sacherová e Hebert (2003) buscaram compreender padrões de diversidade genética que explicam como se deu a radiação evolutiva de quidorídeos. Por meio de descrição morfológica e a técnica de DNA *barcode* Elias-Gutiérrez e Valdez-Moreno (2008) descreveram uma nova espécie do gênero *Leberis* para uma região semi desértica do México. Após analisarem o DNA *barcode* de 61 espécies de Cladocera do México e da Guatemala Elias-Gutiérrez et al. (2008) concluíram

que a análise morfológica subestima a riqueza de espécies e apontam que o DNA *barcode* deve ser utilizado devido a sua rapidez, já que com a degradação dos ambientes naturais muitas espécies estão desaparecendo. Belyaeva e Taylor (2008) realizaram a análise genética comparando com a morfológica para *Chydorus sphaericus*, considerada um complexo de espécies. Já Quiroz-Vázquez e Eliaz-Gutiérrez (2008), utilizando sequências de COI, observaram uma divergência de 12% entre exemplares de *Scapholeberis armata armata*, *S. armata freyi* e *S. duranguensis*, além de diferenças morfológicas. Dessa forma os autores concluíram que esta última compreenderia uma nova espécie. A técnica de DNA *barcode* é utilizada normalmente para diferenciar espécies. No entanto, Young et al. (2011) utilizaram sequências de COI e análises morfométricas para *Simocephalus vetulus*, *S. vetuloides* e *S. mixtus* de Taiwan e concluíram que se trata da mesma espécie.

3 Área de estudo

Reservatório da UHE de Furnas-MG

A construção da usina hidrelétrica de Furnas ocorreu de 1958 a 1962, e passou a funcionar em 1963 (MARTINS, 2011), o reservatório foi criado para gerar energia na década de 1960, no entanto, suas águas são também utilizadas para abastecimento público, irrigação, recreação e aquicultura. O reservatório da UHE de Furnas está localizado na bacia do Rio Grande no sul de Minas Gerais, é formado por dois grandes compartimentos, os rios Grande e Sapucaí. Recebe água de diversos tributários, o que leva a uma marcante variação nas características de suas águas em cada compartimento (CORGOSINHO; PINTO-COELHO, 2006). As águas do reservatório da UHE de Furnas apresentam, de maneira geral, acentuada transparência, temperatura média variando entre 20 e 25°C, pH tendendo a neutralidade e condutividade elétrica baixa, em torno de 30 μ S/cm (DELGADO, 1999; NEGREIROS, 2010).

A região que corresponde ao compartimento Rio Sapucaí apresenta maior grau de trofia, provavelmente pelo fato da bacia encontrar-se mais densamente povoada, além disso, apresenta uma agricultura variada, com destaque para o cultivo de batata, cana e café (PINTO-COELHO; CORGOSINHO, 1998). Estas culturas juntamente com a pecuária e o despejo de esgotos industriais e domésticos são responsáveis pela degradação de suas águas (BRITO et al., 2011).

No entanto, as grandes dimensões do reservatório de Furnas favorecem a diluição dos nutrientes, mantendo-se em estado de oligotrofia, embora algumas regiões apresentem processo de eutrofização devido ao lançamento de esgotos não tratados (DELGADO, 1999).

A implantação de tanques rede no reservatório de Furnas teve início em 1993 com apoio e recursos do Ministério do Meio Ambiente e posteriormente da Secretária de Aquicultura e Pesca da Presidência da República. Atualmente, o reservatório possui 3500 Km de margens, com cerca de 400 piscicultores com 5000 gaiolas e um total de 5 milhões de tilápias confinadas (ALAGO, 2009).

Visando a expansão da produção pesqueira no reservatório de Furnas foram estabelecidos 16 parques aquícolas em regiões com boa qualidade da água cujas áreas aquícolas compreendem 105,411 hectares, com capacidade para 198 mil gaiolas e produção de 79318 toneladas de peixe por ano. O parque aquícola Barranco Alto 2 apresenta uma área de influência indireta de 29,2 Km² e direta de 221,5 hectares. As duas áreas aquícolas delimitadas neste parque totalizam 40,19 hectares, onde serão alocadas 1965 gaiolas com

produção estimada em 786 toneladas de peixe por ano (PARQUES AQUÍCOLAS, 2007b). No entanto, muitos tanques rede são instalados no reservatório em regiões que não apresentam boa qualidade da água, como áreas próximas ao município de Alfenas.

4 Hipóteses

- Os pontos próximos aos tanques rede possuem predomínio de microzooplâncton, maior grau de trofia, maiores concentrações de nutrientes (Pt e Nt), de material em suspensão e clorofila *a*.
- Os pontos localizados na área Balsa Harmonia possuem maior grau de trofia, pois a ação antrópica é mais intensa nesta região do reservatório (piscicultura em tanques rede, óleo diesel da Balsa, plantações de café).
- Os pontos de Barranco Alto estão próximos a um parque aquícola, e apresentam boas condições físicas e químicas da água, pois a ação antrópica é menos intensa.
- Em escala temporal ocorrem diferenças na composição e densidade da comunidade zooplanctônica e nas variáveis físicas e químicas da água.
- O esforço amostral (volume coletado e coletas mensais ao longo do ano) é suficiente para amostrar a maior parte da riqueza zooplanctônica da região limnética do reservatório.

5 Objetivos

Diante disso, os objetivos gerais e específicos deste trabalho são descritos a seguir.

5.1 Objetivos gerais

Avaliar a influência do cultivo de peixes em tanques rede na comunidade zooplanctônica em 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas-MG no município de Alfenas, conhecer o esforço amostral suficiente para registrar a maior riqueza zooplanctônica possível para a região limnética do reservatório e analisar os parâmetros do ciclo de vida de duas espécies de Cladocera cultivadas em laboratório.

5.2 Objetivos específicos

- Conhecer a composição e densidade da comunidade zooplanctônica em 5 pontos próximos a áreas de cultivo com tanques rede no reservatório da UHE de Furnas-MG, no município de Alfenas, observando padrões de distribuição espacial e temporal;
- Relacionar as condições físicas e químicas da água nos 5 pontos de estudo com a comunidade zooplanctônica;
- Comparar a estrutura da comunidade zooplanctônica em duas áreas de cultivo com tanques rede (Balsa Harmonia e Barranco Alto), a fim de verificar alterações na comunidade zooplanctônica entre estas diferentes áreas;
- Conhecer qual o volume necessário de água deve ser coletado para cada amostra para registrar o maior número possível de espécies para a região limnética do reservatório de Furnas, e qual o número de amostras ao longo do ano são suficientes para inventariar a maior riqueza possível deste mesmo ambiente;
- Obter informações sobre o ciclo de vida (longevidade, crescimento corporal, produção de ovos e tempo de desenvolvimento embrionário e pós-embrionário) de fêmeas partenogênicas de *Scapholeberis armata freyi* cultivada em laboratório;
- Conhecer os aspectos do ciclo de vida de fêmeas partenogênicas de *Oxyurella longicaudis* cultivadas em laboratório e caracterizar seu DNA *barcode* para facilitar futuras identificações em estudos ecológicos.

REFERÊNCIAS

- AGOSTINHO, A. A.; GOMES, L. C. ; PELICICE, F. M. **Ecologia e manejo de recursos pesqueiros em reservatórios do Brasil**. Maringá: Eduem, 2007. 501p.
- ALAGO. Associação dos municípios do lago de Furnas: Parques Aquícolas. 2009. Disponível em: <<http://www.alago.org.br/default.asp?act=lenoticia&id=29>>. Acesso em: 16 jul. 2012.
- ALEXY, R., et al. What do we know about antibiotics in the environment? In: KÜMMERER, K., (ed) **Pharmaceuticals in the environment**. 2.ed. Berlin, Springer-Verlag, p. 209-221. 2004.
- ALMEIDA, R.; BASTOS, W. R., Projeto da Iniciativa de Integração da Infraestrutura Regional Sul Americana (IIRSA), **Programa de Aceleração do Crescimento (PAC): O complexo hidrelétrico do rio Madeira T & C Amazônia**, Ano VIII, n.18 (I), p. 69-74, 2010.
- ARARIPE, M. N. B. A, et al. Efeito do Cultivo de Peixes em Tanques Rede sobre o Aporte de Fósforo para o ambiente. **Rev. Cient. Prod. Anim.** v. 8, n. 2,2006.
- BEGON, M., TOWNSEND, C. R.; HARPER, J. L. **Ecologia: de Indivíduos a Ecossistemas**. 4ª ed. Artmed. 2007. 752 p.
- BELYAEVA, M. A.; TAYLOR, D. J. Cryptic species within the Chydorus sphaericus species complex (Crustacea: Cladocera) revealed by molecular markers and sexual stage morphology **Phylogenetics and Evolution**, v. 50, p. 534–546, 2009.
- BILA, D. M. **Degradação e remoção da atividade estrogênica do desregulador endócrino 17 β – estradiol pelo processo de ozonização**. 2003. 300f. Tese (Doutorado em Engenharia), Universidade Federal do Rio de Janeiro, Rio de Janeiro, 2003.
- BRITO, S. L. **Caracterização Limnológica e Produtividade Secundária das Principais Espécies de Microcrustáceos em Dois Braços dos Reservatórios de Três Marias e Furnas, Minas Gerais, Brasil**. 2010. 117f. Tese (Doutorado em Ecologia, Conservação e Manejo da Vida Silvestre), Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2010.
- BRITO, S. L.,; MAIA-BARBOSA, P. M.; PINTO-COELHO, R. M. Zooplankton as an indicator of trophic conditions in two large reservoirs in Brazil . **Lakes & Reservoirs: Research and Management** v. 16, p. 253–264, 2011.
- BROOKS, J.L.; DODSON, S. I., Predation, body size and composition of plankton. **Science**, v. 150, p. 28-35, 1965.
- BONECKER, C.C., AZEVEDO, F.; SIMÕES, N.R. Zooplankton body-size structure and biomass in tropical floodplain lakes: relationship with planktivorous fishes. **Acta Limnologica Brasiliensia** v. 23, n. 3, p. 217-228, 2011.
- BOTTRELL, H. H., et al. A review of some problems in zooplankton production studies. **Norw. J. Zool.**, v. 24, p. 419-456, 1976.

BOXALL, A. B. A. et al. Review of Veterinary Medicines in the Environment. **Environment Agency R&D Technical Report**. P6-002/TR, 2002.

CARRASCHI, S. P. **Ecotoxicidade e eficácia da oxitetraciclina e do florfenicol contra infecção experimental por *Aeromonas hydrophila* e aspectos histopatológicos em pacu (*Piaractus mesopotamicus*)**. 2010. 78f. Dissertação (Mestrado em Aquicultura). Universidade Estadual Paulista, Jaboticabal, 2010.

CASTILHO-NOLL, M.S.M., et al. Pelagic and littoral cladocerans (Crustacea, Anomopoda and Ctenopoda) from reservoirs of the Northwest of São Paulo State, Brazil. **Biota Neotropica**, v. 10, n. 1, p. 21-30, 2010.

COLWELL, R. K.; CODDINGTON, J. A. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. **Phil. Trans. R. Soc. Lond**, Bv345, p101-118, 1994. Disponível em: <rstb.royalsocietypublishing.org> Acesso em: 26 out. 2012.

COLWELL, R.K.; MAO, C.X. & CHANG, J. Interpolatin, extrapolatin, and comparing incidence-based speciesaccumulation curves. **Ecology** v. 85, p. 2717-27, 2004.

CONAMA - Conselho Nacional do Meio Ambiente. Resolução nº 357, de 17 de março de 2005. Ministério do Meio Ambiente, 2005. 23p.

CORGOSINHO, P.H.C.; PINTO-COELHO, R. M. Zooplankton biomass, abundance and allometric patterns along an eutrophic gradient at Furnas Reservoir (Minas Gerais, Brazil). **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 18, n. 2, p. 213-224, 2006.

COSTA, F.O., et al. Biological identifications through DNA barcodes: the case of the Crustacea. **Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences**, v. 64, n. 2, p. 272–295, 2007.

CRISPIM, M. C.; FREITAS, G. T. P., Seasonal effects on zooplankton commuty in a temporal lagoon of Northeast Brazil. **Acta Limnologica Brasileira**, v. 17, n. 4, p.385 – 393, 2005.

DELGADO, P.C.S. **Variação sazonal e espacial da comunidade fitoplanctônica do reservatório de Furnas, município de Guapé (MG)**. 1999. 114f. Dissertação (Mestrado em Ecologia, Conservação e Manejo da Vida Silvestre) – Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 1999.

DIEMER, O., et al. Dinâmica nictimeral e vertical das características limnológicas em ambientes de criação de peixes em tanques-rede. **Ci. Anim. Bras.**, Goiânia, v. 11, n. 1, p. 24-31,2010.

DUMONT ,H. J.; SEGERS, H. Estimating lacustrine zooplankton species richness and complementarity. **Hydrobiologia**, v. 341, p. 125-132, 1996.

ELÍAS-GUTIÉRREZ, M.; VALDEZ-MORENO, M. A new cryptic species of *Leberis* Smirnov, 1989 (Crustacea, Cladocera, Chydoridae) from the Mexican semi-desert region, highlighted by DNA barcoding. **Hidrobiologica**, v. 18, n. 1, p. 63–74, 2008.

ELÍAS-GUTIÉRREZ, M., F., et al. DNA barcodes for Cladocera and Copepoda from Mexico and Guatemala, highlights and new discoveries. **Zootaxa** v. 1839, p. 1-42, 2008.

ELMOOR-LOUREIRO, L. M. A. As patas dos cladóceros: descrição e importância taxonômica. **LIMNOTemas**, junho de 2005.

ESTEVES, F. A. **Fundamentos de Limnologia**. 3 ed. Interciência. Rio de Janeiro, 2011.

FERNANDO, C. H., Guide to Tropical Freshwater Zooplankton. Identification, Ecology and Impacts on Fisheries. Backhuys Publishers, The Netherlands. p.255–280, 2002.

FERREIRA, C. S. G., et al. Acute toxicity of oxytetracycline and florfenicol to the microalgae *Tetraselmis chuii* and to the crustacean *Artemia parthenogenetica*. **Ecotox Environ Safety**, v.67, p. 452-458, 2007.

FIGUEIREDO, C.C.; GIANE, A. Ecological interactions between Nile tilapia (*Oreochromis niloticus*, L.) and the phytoplanktonic community of the Furnas Reservoir (Brazil). **Freshwater Biology**, v. 50, p. 1391-1403, 2005.

FONSECA, I. A., SIQUEIRA, N. S., RODRIGUES, L. Algas perifíticas a montante e a jusante do local de instalação de tanques-rede em tributários do reservatório de Rosana, Estado do Paraná, Brasil **Maringá**, v. 3, n. 2, p. 135-141, 2009.

FORRÓ, L., et al. Global diversity of cladocerans (Cladocera; Crustacea) in freshwater. In Freshwater animal diversity assessment (E.V. Balian, C. Lévêque, H. Segers & K. Martens). **Developments in Hydrobiology**, v. 198, p. 177-184, 2008.

FREITAS, E. C.; ROCHA, O. The life cycle of *Pseudosida ramosa*, Daday 1904, an endemic Neotropical cladoceran. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 18, n. 34, p. 293-303, 2006.

GOTELLI, N.; COLWELL, R. K.. Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. **Ecology Letters**, v. 4, p. 379–391, 2001.

GUNTZEL, A. M. **Variações espaço-temporais da comunidade zooplanctônica nos reservatórios do Médio e Baixo Rio Tietê/Paraná, SP**. 280f. Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais) - Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2000.

GUNTZEL, A. M., ROCHA, O., MATSUMURA-TUNDISI, T.. Life cycle of *Macrothrix flabelligera*, Smirnov, 1992 (Cladocera, Macrothricidae) recently reported for the Neotropical region. **Hydrobiologia** v. 490, n. 1-3, p. 87-92, 2003.

HARDY, E. R.; DUNCAN, A. Food concentration and temperature effects on life cycle characteristics of tropical cladocera (*Daphnia gessneri* Herbst, *Diaphanosoma sarsi* Richard, *Moina reticulata* (Daday)): I Development time. **Acta Amazonica** v. 24, n. 1/2, p. 119-134, 1994

HAJIBABAEI, M., et al. DNA **barcode**: how it complements taxonomy, molecular phylogenetics and population genetics. **TRENDS in Genetics** v. 23, n. 4, 2007.

HEBERT, P. D. N.; GREGORY, T. R. THE PROMISE OF DNA BARCODING FOR TAXONOMY **Systematic Biology** v. 54, n. 5, p. 852–859, 2005

HECK K. L. J., van Belle G., SIMBERLOFF, D. Explicit calculation of the rarefaction diversity measurement and the determination of sufficient sample size. **Ecology** v. 56, p. 1459-1461, 1995.

HENRY, R.; NOGUEIRA, M. G. A represa do Jurumum (São Paulo): primeira síntese sobre o conhecimento limnológico. In: **Ecologia de reservatórios: Estrutura, Função e Aspectos Sociais**. Henry, R. (ed.) Botucatu:FUNDIBIO, 2007. 800p.

IBAMA - Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e Recursos Naturais. Renováveis. 2005. Estatística da Pesca 2004: Brasil - grandes regiões e unidades da federal. Brasília - DF. 98p.

JÜRGENS, K., .Impact of Daphnia on planktonic microbial food webs – a review. **Mar Microbial Food Webs**, v. 8, n. 1-2, p. 295-324, 1994.

KAUTSY, N., et al. Ecological footprint for assessment for resource use and development limitations in shrimp and tilapia aquaculture. **Aquaculture Research**, v. 28, p. 753-766, 1997.

KING, J. R.; PORTER, S. D. Evaluation of Sampling Methods and Species Richness Estimators for Ants in Upland Ecosystems in Florida. **Environmental Entomology**, v. 34, n. 6, p. 1566-1578, 2005.

KUBTIZA, F. Tanques-rede: Rações e impactos ambientais. **Panorama da Aquicultura**, p. 44-50, 1999.

KUBTIZA, F. **Tilapia: tecnologia e planejamento na produção comercial**. Desgaspari, São Paulo, Brazil 2000.

LANDA, G.G.; DEL AGUILA, L. M. E; PINTO - COELHO, R.M. Distribuição espacial e temporal de *Kellicottia bostoniensis* (Rousselet, 1908) (Rotifera) em um grande reservatório tropical (reservatório de Furnas), Estado de Minas Gerais, Brasil. **Maringá**, v. 24, n. 2, p. 313-319, 2002.

LANZKY, P. F.; HALLING-SORENSEN, B.; The toxic effect of the antibiotic metronidazol on aquatic organisms. **Chemosphere**, v. 35,n. 11, p. 2553-2561, 1997.

LUCINDA, I., MORENO, I.H, MELÃO, M.G.G.; MATSUMURA-TUNDISI, T. Rotifers in freshwater habitats in the upper Tietê river basin, São Paulo State, Brazil. **Acta Limnologica Brasileira**, v. 16, n. 3, p. 203-224, 2004.

LOUREIRO, B. R., et al. Zooplakton community in fish farming. **Bol. Inst. Pesca**, São Paulo, v. 37, n. 1, p. 47-60, 2011.

LOUREIRO, B.R., BRANCO, C.W.C., ZANIBONI FILHO, E. Influence of net-cage fish farming on zooplankton biomass in the Itá reservoir, SC, Brazil **Acta Limnologica Brasiliensia** 11 p., 2012.

MALLASEN, M., et al. Influence of a net cage tilapia culture on the water quality of the Nova Avanhandava reservoir, São Paulo State, Brazil **Maringá**, v. 34, n. 3, p. 289-296, 2012.

MAGURRAN, A. E. **Medindo a diversidade biológica**. Trad. Diana Moiana Vianna. Curitiba: Editora da UFPR. 2011.

- MARTÍNEZ-JERÓNIMO, F.; GÓMEZ-DÍAZ, P. Reproductive biology and life cycle of *Leydigia lousi mexicana* (Anomopoda, Chydoridae), a rare species from freshwater littoral environments. **Crustaceana** v. 84, n. 2, p. 187-201, 2011.
- MARTINS, M. L. Significados do “Mar de Minas”: percepções dos moradores de Alfenas e Fama relativas ao lago de Furnas (1963-1999). **Revista Labor & Engenho**, v. 5, n. 2, 2011.
- MATSUMURA-TUNDISI, T. Occurrence of species of the genus *Daphnia* in Brazil. **Hydrobiologia** v. 112, p. 161-165, 1984.
- MATSUMURA-TUNDISI, T. Diversidade de zooplâncton em Represas do Brasil. In: Henry, R. (Ed) **Ecologia de Reservatórios: Estrutura, Função e Aspectos Sociais**. Botucatu: FUNDIBIO, 2007.
- MATSUMURA-TUNDISI, T.; TUNDISI, J.G. Plankton richness in a eutrophic reservoir (Barra Bonita Reservoir, SP, Brazil). **Hydrobiol., Aquatic Biodiversity II**, v. 542, n. 1, p. 367- 378, 2005.
- MATSUMURA-TUNDISI, T.; LUIZA, A. P.; TUNDISI, J. G.. Estado Trófico dos Reservatórios em Cascata do Médio e Baixo Tietê (SP) e Manejo para o Controle da Eutrofização. In: STRAŠKRABA, M.; TUNDISI, J.G. (eds.) **Diretrizes para o Gerenciamento de Lagos. Volume 9: Gerenciamento da Qualidade da água de Represas**. São Carlos: ILEC, IIE. 2000, 300p.
- MELÃO, M.G.G. **A comunidade planctônica (fitoplâncton e zooplâncton) e produtividade secundária do zooplâncton de um reservatório oligotrófico**. 1997. Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais) - Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 1997.
- MELO, A. S. O que ganhamos ‘confundindo’ riqueza de espécies e equabilidade em um índice de diversidade? **Biota Neotropica**, v. 8, n.3, p. 21-27, 2008.
- MENEZES, L. C. B.; BEIRUTY, Z. Impacts of aquaculture in cages on benthic community of Guarapiranga Reservoir, São Paulo, SP. **Bol. Inst. Pesca** v. 29, p. 77-86, 2003.
- MIGLIORE, L. *et al.*; Toxicity of Several Important Agricultural Antibiotics to *Artemia* **Water Res** v. 31, n. 7, p. 1801-1806, 1997.
- MONTE-LUNA; P., et al. The carrying capacity of ecosystems. **Global Ecol. Biogeogr** v. 13, p. 485-495, 2004.
- MUIRHEAD, J. R., EJSMONT-KARABIN, J.; MACISAAC, H. J. Quantifying rotifer species richness in temperate lakes. **Freshwater Biology** v.5 1, p. 1696–1709, 2006.
- MURUGAN, N.; JOB, S.V. Laboratory studies on the life cycle *Leydigia acanthocercoides* Fisher (1854) (Cladocera: Chydoridae). **Hydrobiologia** v. 89, p. 9-16, 1982.
- NEGREIROS, N. F. **Variação anual da diversidade e produção secundária de Rotifera do Reservatório da UHE de Furnas –MG, Brasil**. 2010. 212f. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Recursos Naturais) - Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2010.

NOGUEIRA, M. G. Zooplankton composition, dominance and abundance as indicators of environmental compartmentalization in Jurumim Reservoir (Paranapanema River), São Paulo, Brazil. **Hydrobiologia**, v. 455, p. 1-18, 2001.

PAGAND, P., et al. The use of high rate algal ponds for the treatment of marine effluent from a recirculating fish rearing system. **Aquaculture Research**, v. 31, p. 729-736, 2000.

PARQUES AQUÍCOLAS - **Estudo Técnico-Científico Visando a Delimitação de Parques Aquícolas nos Lagos das Usinas Hidroelétricas de Furnas e Três Marias – MG**. Relatório de Identificação de Áreas Tecnicamente Adequadas para a Instalação de Parques Aquícolas. Reservatório de Furnas. Belo Horizonte: UFMG. 2007a, 348p.

PARQUES-AQUÍCOLAS, R. M. Estudo técnico-científico visando a delimitação de parques aquícolas nos lagos das usinas hidroelétricas de Furnas e Três Marias-MG. Relatório de estudos ambientais e regularização do parque aquícola Barranco Alto-2, reservatório de Furnas. Belo Horizonte. 2007b. Disponível em: <http://ecologia.icb.ufmg.br/~rpcoelho/Parques_Aquícolas/website/index.htm>. Acesso em: 29 nov. 2010.

PEDROSO, C. S.; ROCHA, O. Zooplankton and water quality of lakes of the northeast coast of Rio Grande do Sul state, Brazil. **Acta Limnologica Brasileira**, v. 17, n. 4, p. 445-465, 2005.

PINTO-COELHO, R. M. Métodos de Coleta, Preservação, Contagem e Determinação de Biomassa em Zooplâncton de Águas Epicontinentais in: BICUDO, C.E.M.; BICUDO, D., orgs. **Amostragem em Limnologia**. São Carlos: RiMa, 2004.

PINTO-COELHO, R. M.; CORGOSINHO, P. H. C. Alterações na estrutura do zooplâncton em resposta a um gradiente de trofia no reservatório de Furnas, Minas Gerais. Anais do VII Seminário Regional de Ecologia v. II, p.1173-1188, 1998.

PINTO-COELHO, R. M.; BEZERRA-NETO, J. F.; MORAIS-JR, C. A. Effects of eutrophication on size and biomass of crustacean zooplankton in a tropical reservoir. **Brazilian Journal of Biology**, v. 65 n. 2, p. 325-338, 2005.

PIVA-BERTOLETTI, S.A.E. **Zooplâncton dos lagos do Parque Estadual das Fontes do Ipiranga (SP) e relações entre espécies zooplancônicas e estado trófico em corpos d'água do Estado de São Paulo**. São Paulo 2001. 253f. Tese (Doutorado) - Faculdade de Saúde Pública. Universidade de São Paulo, São Paulo, 2001.

QUIROZ-VÁZQUEZ, P.; ELÍAS-GUTIÉRREZ, M.. A New Species of the Freshwater Cladoceran Genus Scapholeberis Schoedler, 1858 (Cladocera: Anomopoda) from the Semidesert Northern Mexico, Highlighted by DNA Barcoding **Zootaxa** v. 2236, p. 50–64, 2009.

REYNOLDS, C.S. **The ecology of freshwater phytoplankton**. 1ª ed. Cambridge: Cambridge University Press, 1984, 384 p.

RELATÓRIO DA UHE DE FURNAS. **Furnas Centrais Elétricas S. A.** Belo Horizonte Plâncton Consultoria LTDA, 110 p., 2004.

- RIETZLER, A. C. 1995. **Alimentação, ciclo de vida e análise da coexistência de Cyclopoida na represa de Barra Bonita, São Paulo**. 1995. 385 f. Tese (Doutorado em Ciências da Engenharia Ambiental) - EESC/USP, São Carlos, 1995.
- RIETZLER, A. C.; MATSUMURA-TUNDISI, T.; TUNDISI, J. G. Life Cycle, Feeding and Adaptive Strategy Implications on the Co-occurrence of *Argyrodiaptomus furcatus* and *Notodiptomus iheringi* in Lobo-Broa Reservoir (SP, Brazil). **Braz. J. Biol.**, v. 62, n. 1, p. 93-105, 2002.
- ROCHA, O., GUNTZEL, A. M. Crustáceos branquiópodos. In: Ismael, D. Valenti, W. C., Matsumura-Tundisi, T., Rocha, O. **Biodiversidade do estado de São Paulo, Brasil. Invertebrados de Água doce** – FAPESP, v. 14, p. 07-120, 1999.
- ROCHA, O.; SENDACZ, S.; MATSUMURA-TUNDISI, T. Composition, biomass and productivity of zooplankton in natural lakes and reservoir in Brazil. In: TUNDISI, J. G.; BICUDO, C.E.M.; MATSUMURA-TUNDISI, T. **Limnology in Brazil**. Rio de Janeiro: Academia Brasileira de Ciências, v.1, p.151-166, 1995.
- ROCHA, O., MATSUMURA - TUNDISI, T.; SAMPAIO, E. V. Phytoplankton and zooplankton community structure and production as related to trophic state in some Brazilian lakes and reservoirs. **Verh. Int. Limnol.**, v. 26, p. 599 -604, 1997.
- ROCHA, O.; SANTOS-WISNIEWSKI, M. J. ; MATSUMURA-TUNDISI, T. . Checklist de Cladocera de água doce do Estado de São Paulo. **Biota Neotropica** (Edição em Português. Online), v. 1a, p. 1-20, 2011.
- RULL DEL AGUILLA, L.M. **Gradiente trófico no rio Sapucaí (Reservatório de Furnas – MG): relação com a distribuição do zooplâncton e os usos do solo**. 2001 82f. Dissertação (Mestrado em Ecologia, Conservação e Manejo da Vida Silvestre) - Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte. 2001.
- SÁ JR., W.P. Production of planktonic biomass for feed of alevins at the Furnas hydrobiology and hatchery station. In: PINTO-COELHO, R.M., GIANI, A.; VON SPERLING, E. (eds.) **Ecology and human impact on lakes and reservoirs in Minas Gerais: With special reference to future development and management strategies** SEGRAC, Belo Horizonte, p. 133-139, 1994.
- SACHEROVÁ, V., HEBERT, P.D.N., The evolutionary history of the Chydoridae (Crustacea: Cladocera). **Biol. J. Linn. Soc.** V. 79, p. 629–643, 2003.
- SAMPAIO, E. V., et al. Composition and abundance of zooplankton in the limnetic zone of seven reservoirs of the Paranapanema river, Brazil. **Braz. J. Biol.**, v. 62, n. 3, p. 525-545, 2002.
- SANTOS, A. J. Estimativas de riqueza de espécies in: CULLEN JR., L., VALLADARES-PADUA, C.; RUDRAN, R., orgs. **Métodos de Estudos em Biologia da Conservação e Manejo da Vida Silvestre**. 2ªed. Curitiba, ed. Universidade Federal do Paraná. 2006, 652p.
- SANTOS, R. M., et al. Influence of net cage fish cultures on the diversity of the zooplankton community in the Furnas hydroelectric reservoir, Areado, MG, Brazil **Aquaculture Research**, v. 40, p.753-76, 2009.

SANTOS, R.M., et al. Biomass and production of Cladocera in Furnas reservoir, MG, Brazil. **Braz. Jour. Biol.**, v. 70, n. 3, p. 879-887, 2010.

SANTOS-WISNIEWSKI, M. J. **Distribuição especial e produção secundária da comunidade zooplanctônica na represa da Barra Bonita-SP.** 1998 Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais) -Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 1998.

SANTOS-WISNIEWSKI, M. J.; ROCHA, O. Spatial distribution and secondary production of Copepoda in a tropical reservoir: Barra Bonita, SP, Brasil. **Brazilian Journal of Biology**, São Carlos, v.67, n. 4, p. 223-233, 2007.

SANTOS-WISNIEWSKI, M. J.; et al. Cladocera Chydoridae de corpos d água de grande altitude (Serra da Mantiqueira). **Revista Brasileira de Biologia**, São Carlos, v. 62, 2002

SANTOS-WISNIEWSKI, M. J., et al. Aspects of the life cycle of *Chydorus pubescens* Sars, 1901 (Cladocera, Chydoridae). **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 18, p. 315-333, 2006.

SANTOS-WISNIEWSKI, M. J.; et al. O estado atual do conhecimento da diversidade dos Cladocera (Crustacea, Branchiopoda) nas águas doces do estado de Minas Gerais. **Biota Neotropica** (Online. Edição em Inglês), v. 11, p. 287-301, 2011.

SARMA, S.S.S., NANDINI, S.; GULATI, R.D. Life history strategies of cladocerans: comparisons of tropical and temperate taxa. **Hydrobiologia** v. 542, p. 315-333, 2005.

SEGERS, H. **Annotated checklist of the rotifers (Phylum Rotifera), with notes on nomenclature, taxonomy and distribution.** Zoot., 1564. Magnolia Press Auckland, New Zealand. 2007. 144p.

SENDACZ, S. **Estudo da comunidade zooplanctônica de lagoas marginais do rio Parana superior.** 1993. 177f. Tese (Doutorado) - Instituto de Biociências/USP, São Paulo. 1993.

SENDACZ, S. ; KUBO, E., Copepoda (Calanoida e Cyclopoida) of reservoirs in São Paulo State. **Bol. Inst. Pesca.** v. 9, n. 1, p. 51-89, 1982.

SHARMA, S. & SHARMA, B. K. Observations on the longevity, instar durations, fecundity and growth in *Alonella excisa* (Fisher) (Cladocera, Chydoridae). **Indian Journal of Animal Sciences** v. 68, p. 101-104, 1998.

SILVA, W. M. **Diversidade de Cyclopoida (Crustacea, Copepoda) de água doce do Estado de São Paulo: Taxonomia, Ecologia e Genética.** 2003. Tese (Doutorado em Ecologia e Recursos Naturais) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos 2003.

SILVA, L. C. **Variação espacial e temporal da diversidade e biomassa da comunidade zooplanctônica em 35 pontos do reservatório da UHE de Furnas – MG.** 2011 306f. Dissertação. (Mestrado em Ecologia e Recursos Naturais) - Universidade Federal de São Carlos, São Carlos, 2011.

SIPAÚBA-TAVARES, L. H.; MORENO, S. Q. Variação dos parâmetros limnológicos em um viveiro de piscicultura nos períodos de seca e chuva. **Ver. UNIMAR**, v. 16, n. 4, p. 229-242, 1994.

SIPAÚBA-TAVARES, L. H.; ROCHA, O. **Produção de plankton (Fitoplancton e zooplankton) para alimentação de organismos aquáticos**. Sao Carlos: RiMa, 2003, 106p.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H., MILLAN, R.N., SANTEIRO, R.M. Characterization of a plankton community in a fish farm. **Acta Limnologica Brasiliensia**, v. 22, n. 1, p. 60-69, 2010.

STRASKRABA, M. TUNDISI, J. G., DUNCAN, A. Introduction. In: STRASKRABA, M., TUNDISI, J. G., DUNCAN, A. **Comparative reservoir limnology and water quality management**. Dordrecht: Klumer Academic Plubishers, p.7-9, 1993.

SOARES, C. E. A.; ELMOOR-LOUREIRO, L. M. A. Uma atualização da lista de Cladocera (Crustacea, Branchiopoda) do estado de Pernambuco, Brasil. **Biota Neotropica** (Edição em português. Impresso), v. 11, p. 1, 2011.

SOUSA, F. D. R. 2012. **Diversidade da fauna de Cladocera (Crustacea, Branchiopoda) associada a macrófitas em áreas úmidas naturais do Cerrado do Brasil Central**. 2012. 143f. Dissertação (Mestrado em Ecologia) - Universidade de Brasília, Brasília, 2012.

SOUSA, F. D. R., ELMOOR - LOUREIRO, L.M.A. Cladóceros fitófilos (Crustacea, Branchiopoda) do Parque Nacional das Emas, estado de Goias. **Biota Neotropica**, v. 8, n. 1, p. 159-166, 2008.

TEIXEIRA, C.; TUNDISI, J. G.; KUTNER, M. B. Plankton studies in a mangrove. LI: The standing-stock and some ecological factors. **Bolm. Inst. Oceanogr**. v. 24, p. 23-41, 1965.

THOMAZ, S. M. O papel ecologico da bacterias e teias alimentares microbianas nos ecossistemas aquáticos. In: Pompêo, M L. M. (Ed) **Perspectivas da Limnologia no Brasil**; São Luiz; Gráfica e Editora União, 1999, p. 147-167.

THORNTON, K. W. Perspectives on reservoir limnology. 1990. p. 1-13. Disponível em: <http://limnoreferences.missouristate.edu/assets/limnoreferences/Thornton_Kimmel_Payne_1990.pdf> Acesso: 28 nov. 2012.

TOLEDO, A. P. et al. **A aplicação de modelos simplificados para avaliação do processo de eutrofização em lagos e reservatórios tropicais**. In: Congresso brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental, Camboriú, 1983.

TRANVIK, L. J. Availability of dissolved organic carbon for palnktonic bacteria in oligotrophic lakes of differing humic content. **Microbial Ecology**, v. 16, p. 311-322, 1998.

TUNDISI, J. G. **Água no século XXI. Enfrentando a escassez**. São Carlos: Instituto Internacional de Ecologia, 2003. 246 p.

TUNDISI, J. G. Exploração do Potencial Hidrelétrico da Amazônia. **Estudos Avançados** v. 21, n. 59, p. 109-117, 2007.

TUNDISI, J. G; MATSUMURA-TUNDISI, T. **Limnologia** São Paulo: Oficina de textos, 2008.

TUNDISI, JG., et al. Comparações do estado trófico de 23 reservatórios do estado de São Paulo: eutrofização e manejo. In TUNDISI, JG. **Limnologia e Manejo de represa**. v. 1, tomo 1, p. 165-204, 1988.

VENKATARAMAN, K. Life-history studies on some cladoceran under laboratory conditions. **J. And. Sci. Assoc.** v. 6, p. 127-132, 1990.

WETZEL, R.G. **Limnologia**. Lisboa: Fundação Calouste Gulbekian, 1993.1110 p.

WOLLENBERGER, L.; HALLING-SORENSEN, B.; KUSK, K. O.; Acute and chronic toxicity of veterinary antibiotics to *Daphnia magna*. **Chemosphere** v. 40, p.7 23-730, 2000.

YOUNG, S.S., NI, M.H., LIU, M.Y. Systematic Study of the Simocephalus Sensu Stricto Species Group (Cladocera: Daphniidae) from Taiwan by Morphometric and Molecular Analyses. **Zoological Studies** v. 51, n. 2, p. 222-231, 2012.

ZARET, T. M., KERFOOT, W. C. Fish predation on *Bosmina longirostris*: body size selection versus visibility selection. **Ecology**, v. 56, p. 231-237, 1985.

Capítulo I: Quantificando a riqueza de espécies zooplanctônicas limnéticas em um reservatório tropical

Resumo: Objetivo: O estudo visou determinar qual o volume de água deve ser coletado por amostra e qual o número de amostras ao longo do ano são suficientes para registrar o maior número possível de espécies zooplanctônicas para a região limnética do compartimento Rio Sapucaí do reservatório da UHE de Furnas. **Métodos:** Foram coletadas sete amostras de 100 litros, utilizando motobomba de sucção, e sete amostras de 70 litros utilizando rede de plâncton de 68 μ m e arrastos verticais. Foram realizadas coletas mensais ao longo do ano, em três pontos do reservatório de Furnas, foram filtrados 450 litros de água para cada amostra. Os estimadores não paramétricos de riqueza de espécies (ACE, Chao1, Jackknife1 e Bootstrap) foram calculados no programa EstimateS 8. A determinação da riqueza foi feita analisando o comportamento assintótico das curvas. **Resultados:** Foi registrada maior riqueza de espécies para coletas utilizando arrastos verticais com rede. Os estimadores apresentam tendência a atingir a assíntota a partir de 350 litros para coleta com rede e com 400 litros com motobomba. Os estimadores Chao 1 e ACE tiveram curvas coincidentes com riqueza observada (Sobs) para coletas realizadas ao longo do ano, já Jackknife 1 e Bootstrap extrapolaram a riqueza observada (Sobs). As curvas se estabilizam na 8ª coleta, quando as amostras abrangeram as estações seca e chuvosa. **Conclusões:** A porcentagem de extrapolação da riqueza mostrou que a coleta foi adequada tanto com relação ao volume quanto ao número de amostras. Independente do tipo de amostragem, o volume de 400 litros é suficiente para registrar 90% da riqueza do ambiente. Reduzir o número de coletas para oito ao longo do ano parece satisfatório para a região limnética do reservatório da UHE de Furnas, compartimento Rio Sapucaí.

Palavras-chave: curvas de rarefação; biodiversidade; Cladocera; Rotifera.

Introdução

Diversidade biológica pode ser entendida em três níveis, diversidade de espécies, diversidade de habitats e diversidade genética. Os índices de diversidade utilizam os parâmetros densidade e riqueza de espécies, inferindo sobre a equitabilidade na distribuição destas espécies no ambiente (Begon et al., 2007; Melo, 2008).

Inventários sobre a ocorrência de espécies de um ecossistema são fundamentais para a implementação de programas de conservação e uso racional dos recursos, além do controle de pragas (King and Porter, 2005; Santos, 2006). Estes inventários alcançaram destaque nas últimas décadas com o avanço da degradação em ecossistemas naturais e consequente perda da biodiversidade. Diversos inventários sobre invertebrados aquáticos foram realizados nos últimos anos devido ao aumento de pesquisas destinadas a conhecer a diversidade aquática, estudos de impacto ambiental para licenciamento de construções de hidroelétricas e determinar áreas para parques aquícolas (Eskinazi-Sant'Ana et al., 2005; Pinto-Coelho, 2007; Rocha et al, 2010; Santos-Wisniewski et al., 2011), com o intuito de quantificar a riqueza dos ambientes.

Devido à complexidade em se amostrar todos os indivíduos de uma determinada área, os trabalhos ecológicos buscam estimar a riqueza de espécies do ambiente por meio de subamostras e técnicas estatísticas (Muirhead et al., 2006; Melo, 2008). Daí surge a necessidade de padronizar o esforço amostral a fim de comparar a riqueza de espécies entre diferentes ambientes de estudo (Gotelli and Cowell, 2001). Dentre estas técnicas destacam-se os estimadores não-paramétricos de riqueza. Os estimadores Chao, ACE e Jackknife são baseados na ocorrência de espécies raras, que aparecem em poucas amostras ou em baixas densidades. Já o estimador Bootstrap dá o mesmo peso a todas as espécies coletadas, independente de serem raras ou comuns, para estimar a riqueza total (Santos, 2006; Magurran, 2011).

A metodologia e os equipamentos empregados na coleta de dados podem interferir na riqueza registrada, assim a abertura de malha da rede utilizada deve ser apropriada, levando em conta o tamanho dos organismos e sua capacidade de escape. Com a finalidade de integrar toda a coluna d'água a coleta deve ser realizada utilizando bomba de sucção ou arrastos verticais com rede (Pinto-Coelho, 2004). Além disso, o volume coletado deve ser suficiente para representar a diversidade do ambiente. Para o ambiente aquático, a padronização do esforço amostral consiste em estabelecer o volume ideal de água coletado onde cerca de 90% da riqueza total do ambiente é registrada (Heck et al. 1975). As curvas de acumulação de espécies são boas ferramentas para avaliação da eficácia do método de coleta, pois

representam o número cumulativo de espécies observadas em uma área (ou volume) em função do esforço amostral (King and Porter, 2005; Muirhead et al., 2006).

A composição e riqueza de espécies zooplanctônicas apresentam variação sazonal (Dumont e Segers 1996), sendo necessárias pesquisas para se obter o número de amostras necessárias para acessar a maior riqueza possível em ambientes tropicais. O número de espécies zooplanctônicas registradas nos trópicos é menor quando comparado à região temperada, já que um número menor de estudos abordando a comunidade zooplanctônica é realizado nesta região. Além disso, a presença de lagoas temporárias dificulta a realização de coletas nos trópicos e os fatores que influenciam na perda da diversidade são acentuados nesta região como altas taxas de predação por peixes planctívoros, floração de cianobactérias e elevada poluição nos corpos d'água (Sarma et al., 2005).

Estudos abordando curvas de rarefação para a comunidade zooplanctônica são escassos. Dumont and Segers (1996) afirmam que o estimador Chao é mais eficiente para estimar a riqueza em regiões temperadas do que em regiões tropicais, além de produzir melhores estimativas para riqueza de Rotifera do que de Cladocera. Muirhead et al. (2006) observaram por meio de curvas de acumulação de espécies em lagos temperados que a riqueza de Rotifera do hábitat litorâneo não atinge a assíntota. Sousa (2012) utilizando os estimadores não-paramétricos ACE, Chao1 e Jackknife1 verificou que a metodologia empregada para amostragem de Cladocera de uma área palustre do Cerrado brasileiro é eficiente.

O objetivo deste estudo é determinar qual o volume necessário de água deve ser coletado para cada amostra para registrar o maior número possível de espécies para a região limnética do reservatório da UHE de Furnas, e qual o número de amostras ao longo do ano são suficientes para inventariar a maior riqueza possível deste mesmo ambiente. A determinação desta riqueza é feita analisando o comportamento assintótico destas curvas, ou seja, quando o número de espécies identificadas estabiliza embora o número de amostras continue aumentando.

Materiais e métodos

Área de estudo

O reservatório da Usina Hidrelétrica de Furnas-MG situa-se no sul de Minas Gerais, é o maior reservatório da região sudeste do Brasil, com uma área inundada de 1450 Km² e 250 Km em cada um de seus dois principais sub-eixos. A profundidade média é de 13 m, e a

máxima chega a 90 m perto da barragem. Possui morfologia dendrítica, já que recebe água de diversos tributários, apresentando, portanto, uma marcante variação nas características de suas águas. O reservatório é formado por dois grandes compartimentos, que corresponde ao rio Grande e ao rio Sapucaí (Corgosinho e Pinto-Coelho, 2006).

Foram realizadas coletas no reservatório da UHE de Furnas na junção dos rios Verde e Sapucaí (PJVS) (21°S 27'03" 45°W40'24"), em dezembro de 2009. E coletas mensais ao longo de um ano em 3 pontos deste reservatório, Distrito de Barranco Alto, PBA1 (21°S 10'33" 46°W 00'51"), PBA 2 (21°S 10'17" 46°W 00'38") e PBA 3 (21°S 10' 04" 46°W 00'26").

Análise quantitativa da comunidade zooplânctônica

Na junção dos rios Verde e Sapucaí (PJVS) foram coletadas sete amostras de 100 litros cada, utilizando motobomba de sucção, integrando toda a coluna d'água. E outras sete amostras foram coletadas com arrastos verticais de um metro, com velocidade constante, utilizando rede de plâncton, neste caso o volume filtrado por amostra foi de aproximadamente 70 litros. Neste mesmo reservatório, no Distrito de Barranco Alto, foram realizadas coletas mensais de março de 2011 a fevereiro de 2012, nos pontos PBA1, PBA2 e PBA3, onde foram coletados 400 litros de água por amostra utilizando motobomba de sucção.

O volume de água coletado passou por uma rede de plâncton com abertura de 68µm. Para evitar a contração dos organismos, estes sofreram processo de narcotização com saturação de CO₂ através da adição de água gaseificada. As amostras foram armazenadas em frascos de polietileno, e fixadas com formol em concentração de 4%, saturado com açúcar, para evitar o desprendimento dos ovos.

Para as contagens foram analisadas subamostras até a amostra toda para os cladóceros e rotíferos em placa de acrílico quadriculada sob microscópio estereoscópio, com aumento de 50x. As identificações foram realizadas com o auxílio de microscópio óptico com aumento de até 2000x e bibliografia especializada (Koste, 1978; Jersabek et al., 2003; De Melo and Hebert, 1994; Elmoor-Loureiro, 1997; Orlova-Bienkowskaja, 1998; Smirnov, 1998; Segers, 2007; Kotov, 2009; Sinev & Elmoor-Loureiro, 2010).

Para determinar a frequência de ocorrência das espécies considerou-se o número de amostras que a espécie ocorreu em relação ao número total de amostras coletadas. As espécies foram classificadas em constantes (presentes em mais de 80% das amostras), frequentes

(presentes entre 50% a 80% das amostras), comuns (presentes entre 20% a 50% das amostras) e raras (presentes em menos de 20% das amostras) (Dajoz, 1983).

Curvas de acumulação de espécies

A partir da análise das amostras foram calculados estimadores não paramétricos de riqueza de espécies baseados em abundância (ACE, Chao1, Jackknife1 e Bootstrap) no programa EstimateS 8.2 (Colwell, 2009). De maneira geral, estes estimadores encontram a riqueza total por meio de comparações entre espécies raras (*uniques* ou *singletons*) e espécies compartilhadas pelo menos entre duas amostras (*doubletons* ou *duplicates*). Estes estimadores foram escolhidos de acordo com o observado em King e Porter (2005) e Sousa (2012).

Resultados

Foram identificadas 49 espécies zooplanctônicas, sendo 18 de Cladocera e 31 de Rotifera para as sete amostras coletadas no PJVS utilizando motobomba de sucção. Na coleta realizada com arrastos verticais foram identificadas 52 espécies zooplanctônicas, 15 de Cladocera e 37 de Rotifera para as sete amostras neste mesmo ponto. Foram feitas as curvas de acumulação de espécies para os estimadores ACE, Chao 1, Jackknife 1 e Bootstrap bem como a curva da riqueza observada (Sobs) para os dois tipos de amostragem (Figuras 1 e 2).

Para as amostras coletadas com motobomba o estimador Jackknife 1 extrapolou em 5 espécies a riqueza observada (Sobs) e o estimador Bootstrap extrapolou a Sobs em 2 espécies. Os demais estimadores, ACE e Chao 1, obtiveram valores iguais a Sobs. Os estimadores atingiram a assíntota em 600 litros, apenas Jackknife 1 ainda aumentou até 700 litros, quando a curva de *uniques* voltou a decrescer. Com 400 litros 90% da riqueza máxima foi registrada para todas as curvas (Figura 1).

Para a coleta utilizando arrastos verticais com rede o estimador Jackknife 1 extrapolou a Sobs em 6 espécies e Bootstrap extrapolou em 3, ACE e Chao 1 coincidiram com a Sobs. Com 140 litros cerca de 80% da riqueza máxima da Sobs foi registrada, e com 350 litros 96% da riqueza máxima foi registrada para todas as curvas. As curvas dos estimadores atingiram a assíntota com 420 litros (Figura 2).

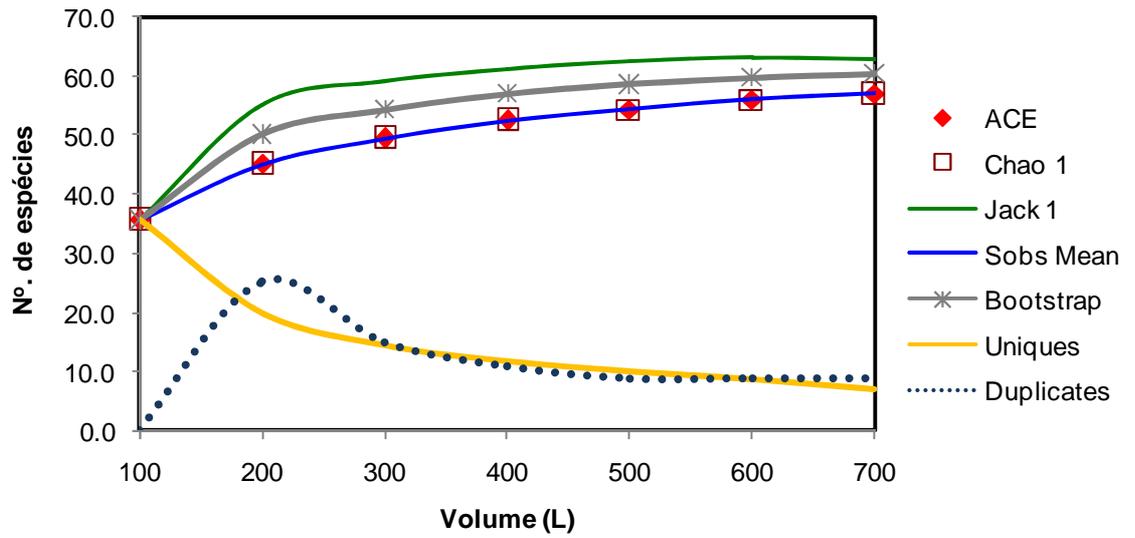


Figura 1. Curvas de acumulação de espécies, *uniques* e *duplicates* para PJVS com coleta utilizando motobomba de sucção.

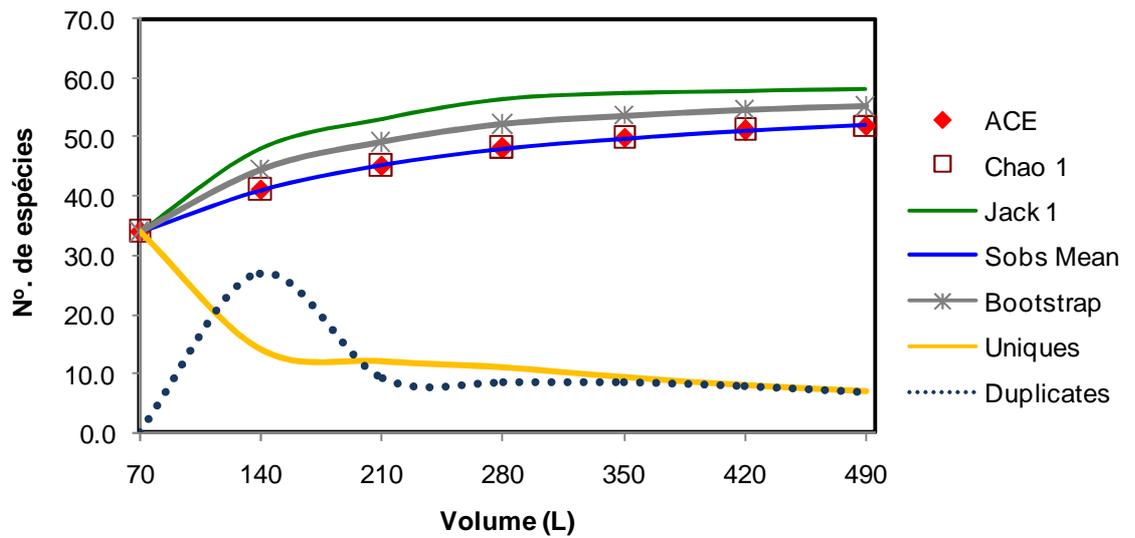


Figura 2. Curvas de acumulação de espécies *uniques* e *duplicates* para PJVS com coleta utilizando rede e arrastos verticais.

Tabela 1. Lista de ocorrência de espécies zooplancônicas e Índice de Constância de Dajoz (ICD) para as sete amostras coletadas com motobomba de sucção no PJVS no reservatório da UHE de Furnas-MG. Ct (constantes), F (freqüentes), C (comuns) e R (raras).

	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R7	%	ICD
Cladocera									
<i>Alona sp.</i>	X	X					X	43	C
<i>Alonella lineolata</i> Sars, 1901			X					14	R
<i>Bosmina freyi</i> De Melo & Hebert, 1994	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
<i>Bosmina hagdmani</i> Stingelin, 1904				X	X	X		43	C
<i>Bosminopsis deitersi</i> Richard, 1895	X	X	X	X	X	X	X	100	C
<i>Ceriodaphnia cornuta</i> Sars, 1886			X					14	R
<i>Ceriodaphnia cornuta cornuta</i> Sars, 1886				X	X	X	X	57	F
<i>Ceriodaphnia cornuta intermedia</i> Sars, 1886	X						X	29	A
<i>Ceriodaphnia cornuta rigaudi</i> Sars, 1886	X		X	X	X	X		71	F
<i>Ceriodaphnia silvestrii</i> Daday, 1902	X		X	X	X	X		71	F
<i>Daphnia gessneri</i> Herbest, 1967			X	X	X	X		57	F
<i>Diaphanosoma birgei</i> Korineck, 1981	X	X		X	X	X	X	86	Ct
<i>Diaphanosoma spinulosum</i> Herbst, 1967	X		X	X	X	X	X	86	Ct
<i>Diaphanosoma sp.</i>	X		X				X	43	C
<i>Ilyocryptus spinifer</i> Herrick, 1882							X	14	R
<i>Leydigia striata</i> Berabén, 1939			X	X				29	C
<i>Macrothrix sp.</i>	X	X	X	X		X	X	86	Ct
<i>Moina minuta</i> Hansen, 1899	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Rotifera									
<i>Asplanchna sieboldi</i> (Leydig, 1854)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
<i>Beucampiella sp.</i>	X		X	X	X	X	X	86	Ct
<i>Brachionus calyciflorus</i> Pallas, 1766				X				14	R
<i>Brachionus dolabratus</i> Hanning, 1915				X		X	X	43	C
<i>Brachionus falcatus</i> Zacharias, 1898			X	X	X	X	X	71	F
<i>Brachionus mirus</i> (Daday, 1905)	X	X					X	43	C
<i>Collotheca sp.</i>			X	X	X	X	X	71	F
<i>Conochilus sp.</i>				X	X	X	X	57	F
<i>Conochilus unicornis</i> (Rousselet, 1892)			X				X	29	C
<i>Euchlanis dilatata</i> Ehrenber, 1832			X	X				29	C
<i>Filinia longiseta</i> (Ehrenberg, 1834)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
<i>Filinia opoliensis</i> (Zacharias, 1898)				X		X		29	C
<i>Hexartra intermedia</i> (Weiszniowski, 1929)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
<i>Kellicotia bostoniensis</i> (Rousselete, 1908)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
<i>Keratella americana</i> (Carlin, 1943)			X	X	X	X	X	86	Ct
<i>Keratella cochlearis</i> (Gosse, 1851)	X	X		X	X		X	71	F
<i>Keratella lenzi</i> (Hauer, 1953)			X	X				29	C
<i>Keratella tropica</i> (Apstein 1907)			X	X		X	X	57	F
<i>Lecane bulla</i> (Gosse, 1886)				X		X		29	C
<i>Lecane cornuta</i> (Müller, 1786)			X					14	R
<i>Lecane curvicornis</i> (Murray, 1913)	X	X		X	X	X	X	86	Ct
<i>Lecane proiecta</i> Hauer, 1956	X	X	X	X		X		71	F
<i>Lepadella sp.</i>			X	X		X		43	C
<i>Plationus patulus</i> (Müller, 1953)	X	X	X	X	X		X	86	Ct
<i>Platyas quadricornis</i> (Ehrenberg, 1832)	X	X	X		X	X	X	86	Ct
<i>Polyarthra sp.</i>	X	X	X		X		X	71	F
<i>Proales sp.</i>	X	X	X	X	X	X		86	Ct
<i>Ptygura libera</i> Myers, 1934							X	14	R
<i>Synchaeta sp.</i>	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
<i>Testudinella patina</i> (Hermann, 1783)	X	X	X		X		X	71	F
<i>Trichocerca cylindrica</i> (Sudzuki 1956)				X	X		X	43	C

Tabela 2. Lista de ocorrência de espécies zooplancônicas e Índice de Constância de Dajoz (ICD) para as sete amostras coletadas com rede e arrastos verticais no PJVS no reservatório da UHE de Furnas-MG. Ct (constantes), F (freqüentes), C (comuns) e R (raras).

	R1	R2	R3	R4	R5	R6	R7	%	ICD
Cladocera									
Alona sp.		X						14	R
Alonella dadayi Birgei, 1910		X	X					29	C
Bosmina freyi De Melo & Hebert, 1994	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Bosmina hagmanni Stingelin, 1904	X	X		X		X	X	71	F
Bosminopsis deitersi Richard, 1895	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Ceriodaphnia cornuta cornuta Sars, 1886	X	X	X	X	X		X	86	Ct
Ceriodaphnia cornuta rigaudi Sars, 1886	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Ceriodaphnia silvestrii Daday, 1902	X	X				X	X	57	F
Chydorus eurynotus Sars, 1901				X				14	R
Daphnia gessneri Herbest, 1967				X		X	X	43	C
Diaphanosoma spinulosum Herbst, 1967	X	X	X	X	X	X		86	Ct
Diaphanosoma sp	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Macrothrix sp	X			X	X	X		57	F
Moina minuta Hansen, 1899	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Rotifera									
Ascomorpha sp		X						14	R
Asplanchna sieboldi (Leydig, 1854)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Beucampiella sp.	X							14	R
Brachionus calyciflorus Pallas, 1766				X			X	29	C
Brachionus dolabratus Haring, 1915			X	X	X			43	C
Brachionus falcatus Zacharias, 1898	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Brachionus mirus (Daday, 1905)					X	X	X	43	C
Cephalodella sp				X	X			29	C
Collotheca sp	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Conochilus sp	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Conochilus coenobasis (Skorikov, 1914)		X						14	R
Conochilus unicornis (Rousselet, 1892)	X	X						29	C
Euchlanis dilatata Ehrenber, 1832		X			X		X	43	C
Filinia longiseta (Ehrenberg, 1834)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Filinia opoliensis (Zacharias, 1898)					X	X	X	43	C
Hexartra intermedia (Weiszniowski, 1929)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Kellicotia bostoniensis (Rousselete, 1908)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Keratella americana (Carlin, 1943)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Keratella cochlearis (Gosse, 1851)	X	X	X	X	X	X	X	86	Ct
Keratella lenzi (Hauer, 1953)	X	X	X	X	X	X	X	86	Ct
Keratella tropica (Apstein 1907)			X	X	X	X	X	57	F
Lecane bulla (Gosse, 1886)	X		X			X	X	57	F
Lecane curvicornis (Murray, 1913)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Lecane leontina (Turner, 1892)	X	X	X	X	X			71	F
Lecane papuana Murray 1913			X	X	X			43	C
Lecane proiecta Hauer, 1956				X		X		29	C
Lecane quadridentata (Ehrenberg, 1832)				X	X			29	C
Lecane sp			X					14	R
Platyas quadricornis (Ehrenberg, 1832)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Platyonus macracanthus (Daday, 1905)	X	X	X	X	X	X		86	Ct
Platyonus patulus (Müller, 1953)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Polyarthra sp.	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Proales sp.	X	X	X	X	X	X		86	Ct
Synchaeta sp	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Testudinella patina (Hermann, 1783)	X	X	X	X	X	X	X	100	Ct
Trichocerca bicristata (Gosse, 1887)				X				14	R
Trichocerca cylindrica (Sudzuki 1956)					X		X	29	C
Trichotria tetractis (Ehrenberg, 1830)		X			X	X		43	C

Para as 12 amostras mensais foram identificadas 57 espécies da comunidade zooplanctônica no PBA1, sendo 21 Cladocera e 36 Rotifera. Em PBA2 56 espécies foram registradas, sendo 21 de Cladocera e 35 de Rotifera. No PBA3 foram identificadas 55 espécies, sendo 20 espécies de Cladocera e 35 de Rotifera (Tabela 3). As espécies *Ephemeroporus sp.*, *Ilyocryptus spinifer* e *Cephalodella sp.* foram restritas ao PBA1, *Alona intermedia* foi identificada somente nas amostras do PBA2, e *Camptocercus australis*, *Plationus patulus* e *Testudinella patina* tiveram ocorrência registrada apenas no PBA3. E as espécies *Brachionus calyciflorus* e *Lecane papuana* foram identificadas nos pontos PBA1 e PBA3, e *Lecane bulla* somente nos pontos PBA1 e PBA2.

As curvas de acumulação de espécies apresentaram padrão semelhante para os 3 pontos (PBA1, PBA2 e PBA3) (Figuras 3, 4 e 5). Os estimadores Chao 1 e ACE tiveram curvas coincidentes com Sobs, pois não ocorreram *singletons* ou *doubletons* nas amostras, as espécies ocorreram em densidades acima de 10 indivíduos por litro. Espécies com baixa frequência de ocorrência no estudo, *uniques* e *duplicates*, foram registradas em altas densidades, por isso os estimadores Jackknife 1 e Bootstrap extrapolaram a riqueza da Sobs para todos os pontos. Todas as curvas se estabilizam na 8ª coleta, quando as amostras abrangeram as estações seca e chuvosa, assim este poderia ser o esforço amostral mínimo.

Em PBA1 o estimador Jackknife 1 extrapolou em 7 espécies a riqueza observada e Bootstrap extrapolou em 4. Para curva Sobs na segunda coleta em torno de 60% da riqueza total foi acessada, e na quarta coleta 80%, a curva atingiu a assíntota na 9ª coleta (Figura 3).

O estimador Jackknife 1 extrapolou em 7 espécies a riqueza observada e Bootstrap em 3 espécies para o PBA2. O estimador Jackknife 1 atingiu a assíntota na 8ª coleta, embora a curva de *uniques* só estabilizou na 9ª coleta. Na segunda coleta, a riqueza equivale a 60% da riqueza total observada, na 8ª coleta correspondeu a 90% da riqueza total.

Os estimadores Jackknife 1 e Bootstrap extrapolaram em 9 e 4 espécies, respectivamente, a riqueza observada para PBA3. Embora a curva de *uniques* tenha estabilizado na 9ª coleta, as curvas dos estimadores continuaram aumentando à medida que a curva de *duplicates* foi diminuindo. Novamente, observa-se que na 9ª coleta as espécies que apresentaram distribuição sazonal já foram amostradas, pois a curva de *uniques* estabilizou. Na segunda coleta, 59% da Sobs foi registrada e na 8ª coleta 92%.

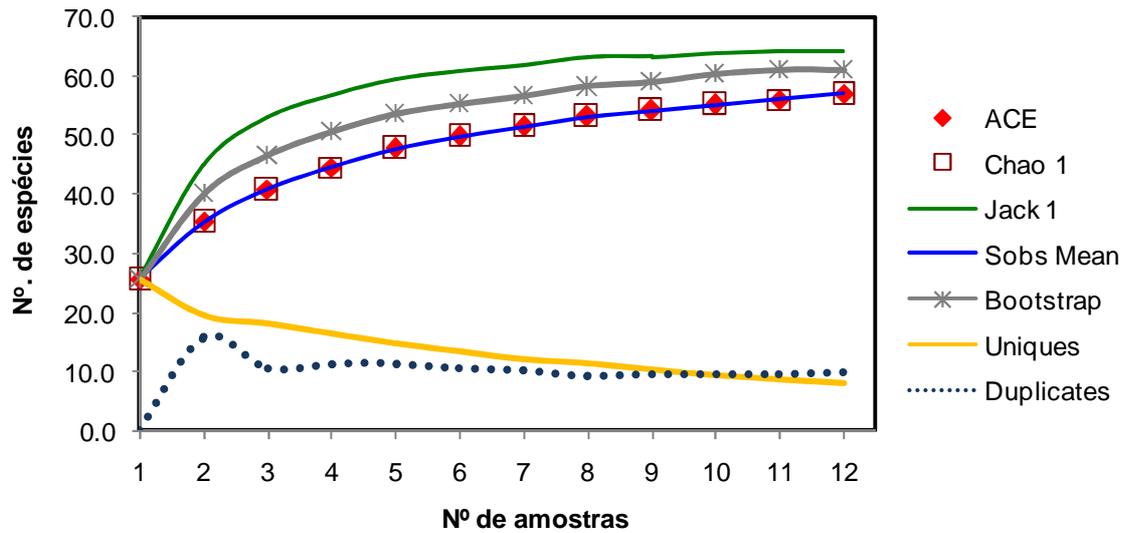


Figura 3. Curvas de acumulação de espécies, *uniques* e *duplicates* para PBA1 no Reservatório da UHE de Furnas em 12 coletas realizadas ao longo de um ano.

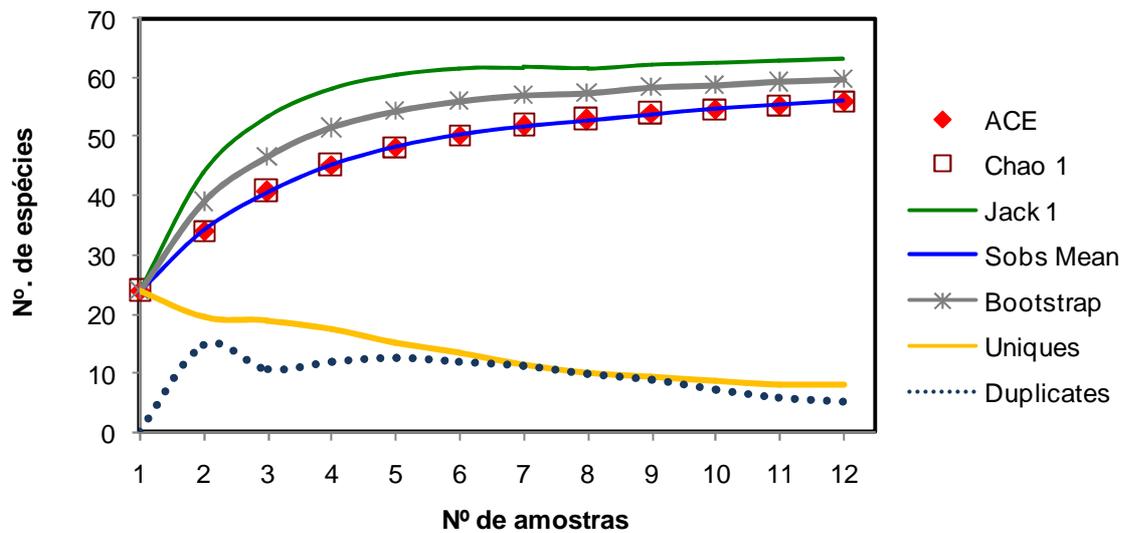


Figura 4. Curvas de acumulação de espécies, *uniques* e *duplicates* para PBA2 no Reservatório da UHE de Furnas em 12 coletas, realizadas ao longo de um ano.

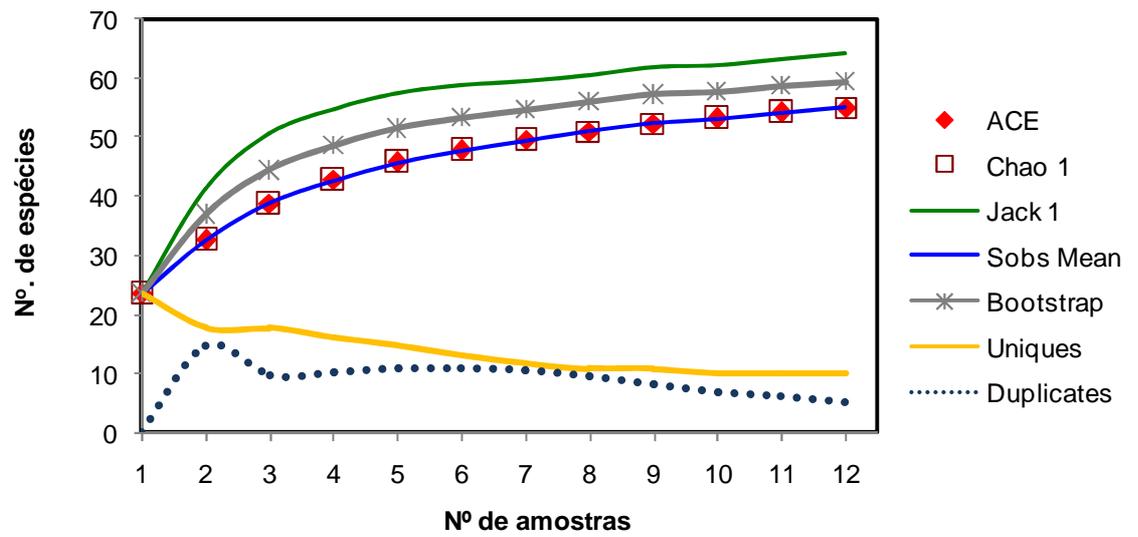


Figura 5. Curvas de acumulação de espécies, *uniques* e *duplicates* para PBA3 do Reservatório da UHE de Furnas em 12 coletas realizadas ao longo de um ano.

Além de conhecer a diversidade de espécies presentes no ambiente, Senna e Magrin (1999) destacam que a correta identificação dos organismos é fundamental em trabalhos ecológicos, pois relaciona a ocorrência de determinadas espécies as condições ambientais e funcionamento do ecossistema. E conseqüentemente a aplicação de índices de diversidade confiáveis.

A aplicação de estimadores para um ponto da região limnética do reservatório de Furnas mostrou que com o volume coletado de 400 litros em torno de 90% das espécies do ambiente é acessada para amostras coletadas com motobomba de sucção, e esta mesma porcentagem é registrada com 350 litros para amostras coletadas por arrastos verticais com rede de plâncton. Segundo Heck et al. (1975), um levantamento de espécies é satisfatório quando são obtidas entre 50% e 75% das espécies que potencialmente ocorrem no ambiente, as espécies comuns devem estar incluídas nesta porcentagem. Portanto, os dois métodos de amostragem testados foram satisfatórios e o número de espécies registradas foi suficiente para a região limnética do compartimento do reservatório de Furnas estudado.

A maior riqueza foi registrada para amostragem utilizando arrastos verticais com rede. Para Rotífera foram registradas 37 espécies com arrastos verticais e 31 com motobomba de sucção. Normalmente, nas amostras realizadas com motobomba os organismos mais sensíveis, como rotíferos, são danificados durante a amostragem, prejudicando sua identificação, e até mesmo ocorre o rompimento e destruição de alguns indivíduos (Kozlowsky-Suzuki & Bozelli, 1998; Pinto-Coelho, 2004). O que explica a maior riqueza de Rotífera ter sido registrada na amostra com rede.

A riqueza de Cladocera variou de 15 para amostra com rede e 18 para motobomba. Segundo Pinto-Coelho (2004), a amostragem por motobomba seleciona organismos com reduzida capacidade de escape, o que ocorre com cladóceros que apresentam movimentos natatórios reduzidos e lentos. A amostragem com motobomba integrou toda a coluna d'água enquanto que a amostragem com arrastos verticais foi de apenas 1 metro, o que explica a maior riqueza para coleta com motobomba para Cladocera.

No presente estudo a amostragem com rede foi mais eficiente para a região limnética. No entanto, não é indicada para ambientes rasos e com vegetação densa, como a região litorânea de reservatórios, Kozlowsky-Suzuki e Bozelli (1998) observaram que a bomba é mais eficiente para este tipo de ambiente.

Em um ambiente heterogêneo, como a região litorânea de ambientes aquáticos, a curva de acumulação de espécies pode alcançar a assíntota, embora muitas espécies ainda não tenham sido amostradas (Heck et al. 1975), ou como observado por Muirhead et al. (2006) as

curvas dos estimadores de riqueza não estabilizam. Na região litorânea há uma maior variedade de espécies, principalmente vivendo associadas à macrófitas, e poucas espécies zooplancônicas são adaptadas as condições ambientais da região limnética (Sipaúba-Tavares e Rocha, 2001; Castilho-Noll et al., 2010). Outro problema ocorre quando o volume coletado necessário para atingir a assíntota é muito grande, dificultando a amostragem.

A riqueza de espécies observada para os três pontos foi bastante próxima para as amostragens ao longo do ano. Com o aumento do esforço amostral mais espécies raras são identificadas. No entanto, quando o esforço amostral é excessivo, espécies errantes são registradas, contribuindo para o aumento da curva de unives e até mesmo para que os estimadores extrapolem a riqueza total do ambiente (Magurran, 2011). Assim, acredita-se que em 20 espécies raras amostradas, apenas 8% destas são verdadeiramente raras (King e Porter, 2005).

Muitas das espécies identificadas em outros estudos no reservatório de Furnas não foram registradas neste estudo, já que estes abrangeram uma área maior do reservatório, englobando as regiões limnética e litorânea e os dois compartimentos (Rio Grande e Rio Sapucaí), o que resulta em uma riqueza maior. Em revisão realizada por Santos-Wisniewski et al. (2011) para a fauna de Cladocera de Minas Gerais foram registradas 94 espécies para o estado distribuídos em 88 corpos d'água, destas 62 foram identificadas no reservatório da UHE de Furnas. Dentre estas espécies, as de região limnética que não foram registradas no presente estudo são *Bosmina longirostris*, *Bosmina tubicen*, *Daphnia ambigua*, *Simocephalus latirostris*, *Simocephalus serrulatus* e *Moina micrura*.

De maneira geral, os registros de *Bosmina longirostris* para o Brasil são duvidosos, pois segundo De Melo e Hebert (1994), a espécie ocorre na América do Norte e *B. freyi* na América do Sul. No presente estudo e em estudos anteriores no reservatório de Furnas a espécie registrada é *B. freyi*.

Embora o estudo tenha sido realizado na região limnética foram registradas espécies típicas de região litorânea, como *Alona intermedia*, *Alona yara*, *Alona guttata*, *Camptocercus australis*, *Chydorus pubescens*, *Chydorus eurynotus*, *Ephemeroporus sp.*, *Ilyocryptus spinifer* e *Macrothrix cf. elegans*. Segundo Fernando (2002), a distinção entre zooplâncton limnético e litorâneo é menos observada nos trópicos, o que explica a ocorrência destes organismos fitófilos nas amostras.

Em revisão realizada por Eskinazi-Sant'Anna et al. (2005), foram registraram 300 espécies de Rotifera em Minas Gerais, das quais apenas 6 tem registro para o reservatório de Furnas, todas registradas no presente estudo. O que indica ser necessário realizar uma revisão

mais atualizada para Rotífera em Minas Gerais. Segers e Dumont (1995) identificaram 102 espécies de Rotífera em 20 pontos no reservatório Broa, no entanto, o estudo envolveu amostragem nas regiões limnéticas e litorâneas do reservatório, enquanto neste estudo foram registradas 42 espécies, mas o mesmo abrangeu apenas a região limnética.

As curvas dos estimadores Jackknife 1 e Bootstrap extrapolaram a curva de riqueza observada (Sobs) em todo o estudo, este resultado tem sido comum quando estimadores não paramétricos são utilizados para estimar a riqueza de espécies zooplanctônicas (Dumont e Segers, 1996; Muirhead et. al, 2006; Sousa, 2012). No presente estudo somente as curvas de Jackknife 1 atingiu a assíntota no P1 e Bootstrap no P1 e P2, as curvas dos demais estimadores apresentaram um tendência para estabilizar, enquanto as curvas de uniques estabilizaram em todos os pontos na 9ª coleta. Os estimadores que extrapolaram a Sobs indicam que entre 3% a 16% da riqueza potencial do ambiente não é registrada, portanto, a amostragem foi satisfatória.

Dumont e Segers (1996) observaram que a riqueza de espécies no reservatório subtropical Broa é maior no verão, embora ocorra menor sucessão sazonal nos trópicos e subtropicais, onde mais espécies co-ocorrem tanto no verão como no inverno (Dumont, 1994). As curvas de uniques atingiram a assíntota na 9ª coleta demonstraram que as espécies com distribuição sazonal foram amostradas, indicando que o número de coletas mensais pode ser reduzido para oito, ainda alcançando a maior parte da riqueza presente no ambiente ao longo do ano. Uma menor quantidade de coletas é desejável, pois reduz o tempo e o custo despendidos nas amostragens.

A porcentagem média de extrapolação da riqueza mostrou que a coleta foi adequada tanto com relação ao volume quanto ao número de amostras. Os resultados obtidos com relação ao volume coletado demonstram que 400 litros é suficiente para registrar 90% da riqueza do ambiente independente do tipo de amostragem (arrastos com rede ou motobomba). Reduzir o número de coletas mensais para oito ao longo do ano parece satisfatório para a região limnética deste compartimento do reservatório da UHE de Furnas para registrar a variação sazonal da riqueza zooplanctônica.

Referências

- BEGON, M., TOWNSEND, C. R. and HARPER, J. L. 2007. *Ecologia: de Indivíduos a Ecosystemas*. 4ª ed. Artmed. 752 p.
- CASTILHO-NOLL, M.S.M., CÂMARA, C. F., CHICONE, M. F. and SHIBATA, E. H. 2010. Pelagic and littoral cladocerans (Crustacea, Anomopoda and Ctenopoda) from reservoirs of the Northwest of São Paulo State, Brazil. *Biota Neotropica*, v.10, no.1, p.21-30.
- COLWELL, R. K. 2009. EstimateS: statistical estimation of species richness and shared species from samples. Version 8.2 User's Guide and application. Available from: <http://viceroy.ebb.uconn.edu/EstimateS>. Access in: 06 jul 2012.
- COLWELL, R. k. and CODDINGTON, J. A. 1994. Estimating terrestrial biodiversity through extrapolation. *Phil. Trans. R. Soc. Lond*, Bv345, p101-118. Disponível em rspb.royalsocietypublishing.org Access in: 26/out/2012.
- COLWELL, R.K.; MAO, C.X. & CHANG, J. 2004. Interpolatin, extrapolatin, and comparing incidence-based speciesaccumulation curves. *Ecology* 85: 2717-27.
- CORGOSINHO, P.H.C. and PINTO-COELHO, R. M. 2006. Zooplankton biomass, abundance and allometric patterns along an eutrophic gradient at Furnas Reservoir (Minas Gerais, Brazil). *Acta Limnologica Brasiliensia*, vol.18, no.2, p. 213-224.
- DE MELO, R., AND HEBERT, P.D.N. 1994. A taxonomic reevaluation of North American Bosminidae. *Canadian Journal of Zoology*, vol.72, p.1808-1825.
- DUMONT, H. J. 1994. The distribution and ecology of the fresh- and brackish-water medusae of the world *Hydrobiologia*, vol.272, p. 1-12.
- DUMONT ,H. J. and SEGERS, H. 1996. Estimating lacustrine zooplankton species richness and complementarity. *Hydrobiologia*, vol.341, p.125-132.
- ELMOOR-LOUREIRO, L. M. A. 1997. *Manual de identificação de Cladóceros límnicos do Brasil*. Brasilia: Universa, 156p.
- ESKINAZI-SANT'ANNA, E.M.; MAIA-BARBOSA, P.M.; BRITO, S. and RIETZLER, A.C. 2005. Zooplankton Biodiversity of Minas Gerais State: a Preliminary Synthesis of Present Knowledge. *Acta Limnologica Brasiliensia*, vol.17, no.2, p.199-218.
- FERNANDO, C. H., 2002. In FERNANDO, C. H. (ed.), Guide to Tropical Freshwater Zooplankton. Identification, Ecology and Impacts on Fisheries. Backhuys Publishers, The Netherlands. p.255–280.
- GOTELLI, N., AND R. K. COLWELL. 2001. Quantifying biodiversity: procedures and pitfalls in the measurement and comparison of species richness. *Ecology Letters*, vol.4, p.379–391.
- HECK, K. L., JR., VAN BELLE, G. and SIMBERLOFF, D. 1975. Explicit Calculation of the Rarefaction Diversity Measurement and the Determination of Sufficient Sample Size. *Ecology*, vol.56, no.6, p.1459-1461. Published <http://www.jstor.org/stable/1934716>. Accessed: 03/12/2012 14:31

- JERSABEK, C.D., SEGERS, H. and MORRIS, P. J. 2003. An illustrated online catalog of the Rotifera in the Academy of Natural Sciences of Philadelphia (version 1.0: 2003-April-8). Available in: <http://rotifer.ansp.org/rotifer.php>. Access in: 14 dez. 2012.
- KING, J. R. and PORTER, S. D. 2005. Evaluation of Sampling Methods and Species Richness Estimators for Ants in Upland Ecosystems in Florida. *Environmental Entomology*, vol.34, no.6, p.1566-1578.
- KOSTE, W. 1978. Hydrobiologia: Rotatoria die radertiere mitteleuropas, Ubeirdnung Monogonota. Berlim: Gebriider Bormtrager.
- KOTOV, A.A. 2009. A revision of *Leydigia* Kurz, 1875 (Anomopoda, Cladocera, Branchiopoda), and subgeneric differentiation within the genus. *Zootaxa*, vol. 2082, p.1-84.
- KOZLOWSKY-SUZUKI, B. and BOZELLI, R. L. 1998. Avaliação da eficiência de três amostradores na estimativa de abundância de organismos zooplânctônicos na lagoa de Cabiúnas. In: Esteves, F. A., ed. *Ecologia de lagoas costeiras do parque nacional da Restinga de Jurubatiba e do município de Macaé (RJ)*. Rio de Janeiro: Núcleo de Pesquisas Ecológicas de Macaé, UFRJ, p. 273-282.
- MAGURRAN, A. E. 2011. Medindo a diversidade biológica. Trad. Diana Moiana Vianna. Curitiba: Editora. da UFPR.
- MELO, A. S. 2008. O que ganhamos ‘confundindo’ riqueza de espécies e equabilidade em um índice de diversidade? *Biota Neotropica*, vol. 8, no.3, p. 21-27.
- MUIRHEAD, J. R., EJSMONT-KARABIN, J. and MACISAAC, H. J. 2006. Quantifying rotifer species richness in temperate lakes. *Freshwater Biology* vol.51, p. 1696–1709.
- ORLOVA-BIENKOWSKAJA, M. J. 1998. A revision of the cladoceran genus *Simocephalus* (Crustácea, Daphnidae). *Bulletim of the Natural History Museum, London (Zoology series)*, vol.64, no.1, p.1-62.
- PINTO-COELHO, R. M. 2004. Métodos de Coleta, Preservação, Contagem e Determinação de Biomassa em Zooplâncton de Águas Epicontinentais in: BICUDO, C.E.M. and BICUDO, D., orgs. *Amostragem em Limnologia*. São Carlos: RiMa.
- ROCHA, O., SANTOS-WISNIEWSKI, M.J. and MATSUMURA-TUNDISI, T. 2010. Check list da Cladocera de água doce do estado de São Paulo. *Biota Neotropica* vol.11, n.1^a: <http://www.biotaneotropica.org.br/v11n1a/en/abstract?inventory+bn0271101a2011>.
- SANTOS, A. J. 2006. Estimativas de riqueza de espécies in: CULLEN JR., L., VALLADARES-PADUA, C. and RUDRAN, R., orgs. *Métodos de Estudos em Biologia da Conservação e Manejo da Vida Silvestre*. 2^oed. Curitiba, ed. Universidade Federal do Paraná. 652p.
- SANTOS-WISNIEWSKI, M.J., MATSUMURA-TUNDISI, T., NEGREIROS, N.F., SILVA, L.C., SANTOS, R.M. & ROCHA, O. 2011. O estado atual do conhecimento da diversidade dos Cladocera (Crustacea, Branchiopoda) nas águas doces do estado de Minas Gerais. *Biota Neotropica* vol.11, no.3, p. 287-301.

- SARMA, S.S.S., NANDINI, S. and GULATI, R.D. 2005. Life history strategies of cladocerans: comparisons of tropical and temperate taxa. *Hydrobiologia* vol.542, p.315-333.
- SEGERS, H. 2007. Annotated checklist of the rotifers (Phylum Rotifera), with notes on nomenclature, taxonomy and distribution. *Zootaxa* vol.1564, p.1-104.
- SEGERS, H. and DUMONT, H.J. 1995. 102+ rotifer species (Rotifera : Monogononta) in Broa reservoir (SP., Brazil) on 26 August 1994, with the description of three new species *Hydrobiologia* vol.316, p.183-197.
- SENNA, P. A. C. & MAGRIN, A. G. E. 1999. A importância da “boa” identificação dos organismos fitoplanctônicos para os estudos ecológicos. In: POMPEO, M. L. M., org. *Perspectivas da Limnologia no Brasil* São Luís: Gráfica e Editora União. 191p.
- SINEV, A.Y. and ELMOOR-LOUREIRO, L. M. A. 2010. Three new species of chydorid cladocerans of subfamily Aloninae (Branchipoda: Anomopoda: Chydoridae) from Brazil. *Zootaxa* vol.2390, p.1–25.
- SIPAÚBA-TAVARES, L .H.; ROCHA, O. 2001. *Produção de plâncton (Fitoplâncton e zooplâncton) para alimentação de organismos aquáticos*. São Carlos: RiMa. 106p.
- SMIRNOV, N.N. 1998. A revision of the genus *Camptocercus* (Anomopoda, Chydoridae, Aloninae). *Hydrobiologia* vol.386, p.63-83.
- SOUSA, F. D. R. 2012. *Diversidade da fauna de Cladocera (Crustacea, Branchiopoda) associada a macrófitas em áreas úmidas naturais do Cerrado do Brasil Central*. Dissertação, Programa de Pós Graduação em Ecologia da Universidade de Brasília, Brasília, 143p.

Capítulo II: Estrutura da comunidade zooplanctônica em áreas de cultivo com tanques rede em um reservatório tropical

Resumo

O cultivo de peixes em tanques rede representa um investimento de baixo custo e rapidez de implantação que possibilita adequado aproveitamento dos recursos hídricos e rápida expansão da piscicultura. No entanto, tal atividade gera impactos ao ambiente aquático, como altas concentrações de sólidos dissolvidos e matéria orgânica particulada oriunda da ração, os quais interferem na capacidade suporte do ambiente. Além disso, os antibióticos utilizados para prevenir enfermidades nestes animais são liberados diretamente na água, podendo alterar negativamente o ecossistema. Foram realizadas coletas mensais durante um ano em 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas em 2 áreas (Barranco Alto e Balsa Harmonia) próximas a cultivo em tanques rede a fim de se observar o impacto de tal atividade sobre a estrutura da comunidade zooplanctônica e nas variáveis físicas e químicas da água. Não foi observada marcante variação dos parâmetros ambientais entre as duas áreas de cultivo, no entanto, houve variação na composição da comunidade zooplanctônica. As curvas ABC de biomassa e abundância cumulativas da comunidade zooplanctônica e o valor de W registrados para todos os pontos indicam um distúrbio moderado no ambiente. Devido ao grande volume do reservatório da UHE de Furnas os nutrientes e matéria orgânica resultantes da atual atividade de aquicultura desenvolvidas nas áreas de estudo são diluídos não afetando a dinâmica do ecossistema.

Palavras-chave: parques aquícolas; reservatório de Furnas; oxitetraciclina, piscicultura, curvas ABC.

Introdução

A aquicultura tem se desenvolvido no Brasil e atualmente a produção pesqueira passou de 25 mil toneladas em 1990 para cerca de 270 mil toneladas em 2004 (IBAMA, 2005). Visando a expansão da produção de pescado no reservatório da usina hidrelétrica de Furnas foram realizados estudos multidisciplinares com o intuito de se estabelecer parques aquícolas (Parques aquícolas, 2007). Embora na implantação destes parques estejam previstos que os impactos seriam limitados a uma escala local não comprometendo a qualidade geral dos sistemas, alguns estudos demonstram que tal atividade é responsável por altas concentrações de sólidos dissolvidos, matéria orgânica particulada e nutrientes oriundos da ração não assimilada e das excretas dos peixes (Menezes e Beiruty, 2003; Santos et al., 2009; Mallasen *et al*, 2011). Estes impactos trazem conseqüências negativas ao ecossistema, como mudança de espécies, desequilíbrios no funcionamento do ecossistema e o processo de eutrofização (Kubitza, 2000; Pangad et al., 2000, Araripe et al., 2006; Pinto-Coelho, 2007).

Peixes planctívoros exercem controle sobre as densidades de organismos planctônicos. (Wetzel, 1993). O zooplâncton representa um importante elo na cadeia trófica e na ciclagem de nutrientes, alimentam-se de fitoplâncton ou até mesmo de zooplâncton, como é o caso de espécies predadoras (Sipaúba-Tavares et al., 2010). Alguns cladóceros consomem pequenos protozoários e a flora microbiana de ambientes aquáticos (Geller e Muller, 1981; Ooms-Wilms et al., 1995).

Os peixes, quando submetidos ao cultivo intensivo, ficam estressados e sensíveis a enfermidades como parasitoses, bacterioses, viroses e micoses (Parques Aquícolas, 2007). Os antibióticos mais comuns, utilizados para prevenir estas contaminações, são a oxitetraciclina (OTC) e o florfenicol (FFC) (Ferreira et al., 2007). Como estes medicamentos são adicionados à ração e despejados no reservatório para alimentar os peixes, podem ter efeito sobre bactérias, protozoários e pequenos rotíferos que vivem neste ambiente. As teias microbianas são responsáveis pela maior parte da ciclagem de nutrientes e fluxo de energia em ambientes aquáticos (Thomaz,1999) e o uso de antibióticos pode impedir seu crescimento de tal forma que estas ocorram em menores densidades no ambiente, o que acarreta desequilíbrios no ecossistema.

Alguns estudos em reservatórios brasileiros indicam a relação entre alterações na estrutura da comunidade zooplancônica (composição, densidade, diversidade, padrões alométricos, biomassa e abundância) e o gradiente de trofia do ambiente. Espécies *r* - estrategistas, com dietas mais amplas, taxas de reprodução mais rápidas, menor tamanho e ciclo de vida mais curto, como rotíferos, protozoários e bactérias, predominam em ambientes

eutróficos (Sendacz, 1993; Pinto-Coelho e Corgosinho, 1998; Matsumura-Tundisi et al., 2000; Matsumura-Tundisi et al., 2002; Pinto-Coelho e Bezerra-Neto, 2005; Crispim e Freitas, 2005; Pedroso e Rocha, 2005; Brito et al, 2011).

Estudos sobre a instalação de tanques-rede em reservatórios abordam o efeito destes sobre as variáveis físicas e químicas da água e sobre a biota aquática. Foi observado que a atividade não causa grave impacto ao ambiente e os valores médios das variáveis físicas e químicas atendem aos padrões estabelecidos pela Resolução 357 CONAMA para corpos d'água classe 2 (Diemer et al., 2010; Mallasen et al., 2012). O cultivo em tanques rede contribuiu para a diminuição da riqueza e abundância de algas perifíticas (Fonseca et al., 2009) e alterou a textura dos sedimentos, favorecendo o aumento da densidade da fauna bentônica, sem comprometer a composição da comunidade (Menezes e Beiruty, 2003). Em áreas de cultivo em tanques rede em reservatórios brasileiros foi registrada variação na composição e abundância de Rotifera e Cladocera (Santos et al., 2009) e aumento na biomassa zooplanctônica (Loureiro et al., 2012). As espécies *Brachionus calyciflorus* e *Moina micrura* foram classificadas como indicadoras de eutrofização em sistemas de cultivo de peixes (piscicultura e pesque-pague) (Loureiro et al., 2011).

Portanto, espera-se que os pontos próximos aos tanques-rede possuam predomínio de microzooplâncton, maior grau de trofia, maiores concentrações de nutrientes, de material em suspensão e clorofila *a*. Com relação as áreas de cultivo, Balsa Harmonia possui maior grau de trofia, pois a ação antropica é mais intensa nesta região do reservatório, enquanto que a região de Barranco Alto é próxima a um parque aquícola, onde a ação antropica é menos intensa. Diante disso, o objetivo do presente estudo é avaliar a influência do cultivo de peixes em tanques rede na comunidade zooplanctônica e nas variáveis físicas e químicas da água em 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas.

Área de estudo

O reservatório da UHE de Furnas está localizado na bacia do Rio Grande no sul de Minas Gerais. É formado por dois grandes compartimentos, os rios Grande e Sapucaí. Recebe água de diversos tributários, o que leva a uma marcante variação nas características de suas águas em cada compartimento (Corgosinho e Pinto-Coelho, 2006).

Materiais e Métodos

A avaliação temporal e espacial da eventual modificação da comunidade zooplanctônica e das variáveis físicas e químicas da água foi realizada através de amostragens

mensais, em áreas de cultivo com tanques rede (Barranco Alto e Balsa Harmonia) no reservatório da UHE de Furnas-MG, compartimento Rio Sapucaí, Alfenas-MG. Em Barranco Alto as coletas foram realizadas a montante, a jusante e na área central de um conjunto de aproximadamente 20 tanques rede sendo: P1 (21°S 10'33" 46°W 00'51") a montante dos tanques, P2 (21°S 10'17" 46°W 00'38") entre os tanques rede e P3 (21°S 10' 04" 46°W 00'26") a jusante. Na Balsa Harmonia foram realizadas coletas em 2 pontos: P4 (21°S 19'34" 45°W 59 07'') a montante e P5 (21°S 19' 22'' 45°W 59' 16'') próximo aos tanques (aproximadamente 65 tanques).

As amostras realizadas a montante e a jusante dos tanques rede tem a finalidade de comparar os parâmetros físicos, químicos e biológicos da água antes e após o impacto da criação. As coletas em Barranco Alto foram realizadas de março de 2011 a fevereiro de 2012, e na Balsa Harmonia de maio de 2011 a fevereiro de 2012.

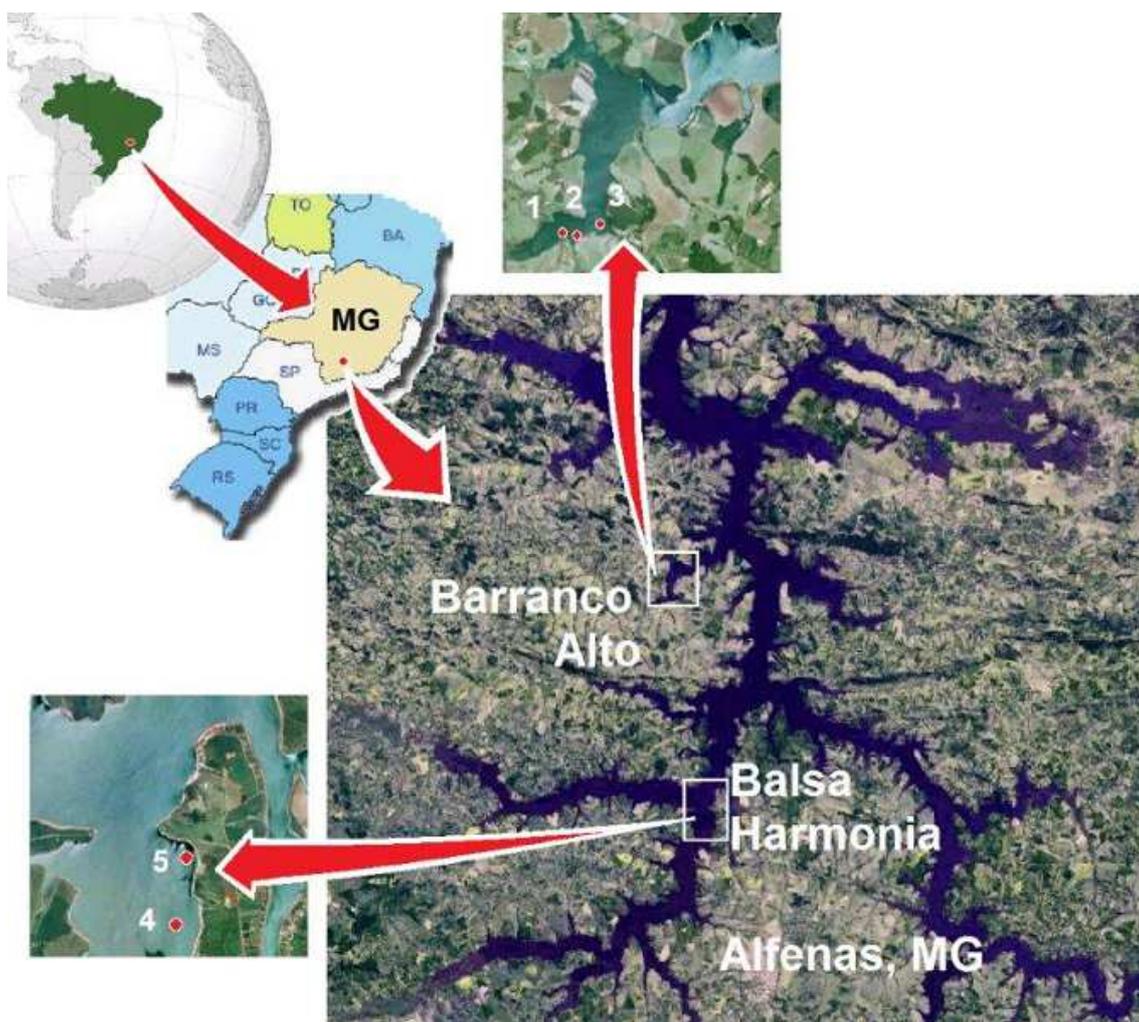


Figura 1. Localização dos pontos de estudo no reservatório da UHE de Furnas-MG.

A profundidade dos pontos de coleta foi obtida com uma corda com marcações a cada 0,5m e contendo um peso na extremidade. A transparência da água foi determinada pela leitura visual do desaparecimento do disco de Secchi, e a partir deste valor foi calculada a profundidade da zona eufótica (Margalef,1983). A temperatura da água, a condutividade elétrica, pH e concentração de oxigênio dissolvido foram medidos com um multisensor Horiba U-50. As determinações das concentrações de amônia, nitrato, nitrogênio e fósforo total e fosfato total dissolvido foram feitas segundo metodologias descritas por Koroleff (1976), Mackereth et al. (1978), Valderrama (1981) e Strickland e Parsons (1960), respectivamente. Foi utilizado o método gravimétrico (Teixeira, 1965) para determinar a concentração de material em suspensão. Foi utilizada extração com acetona a 90% para determinação da concentração de clorofila *a* (Golterman et al, 1978). Para determinação da concentração de oxitetraciclina as análises foram realizadas no Laboratório de Análises de Toxicantes e Fármacos (LATF - Unifal-MG), empregando-se a técnica MISPE (extração em fase sólida molecularmente impressa) em disco. Para as amostras de zooplâncton foram coletados 400 litros de água com motobomba de sucção e concentrada com uma rede de plâncton com abertura de malha de 68 μ m. Foi utilizado formol 4% saturado com açúcar para fixar as amostras. As análises qualitativas e quantitativas foram realizadas em microscópio estereoscópio (aumento de 50x) e microscópio óptico (aumento de até 2000x) e bibliografia especializada (Koste, 1978; Reid, 1985; De Melo e Hebert, 1994; Elmoor-Loureiro, 1997; Orlova-Bienkowskaja, 1998; Smirnov, 1998; Santos-Silva, 2000; Jersabek et al., 2003; Silva e Matsumura-tundisi, 2005; Segers, 2007; Sinev e Elmoor-Loureiro, 2010). Para a contagem dos organismos foi utilizada placa de acrílico quadriculada, onde foram analisadas sub-amostras ou a amostra inteira para organismos raros. Para a contagem de náuplios de copépodos foi utilizada Sedgewick-Rafter com sub-amostras de 1 mL.

Com os dados de densidade do zooplâncton por ponto foi feita uma ordenação decrescente a partir da espécie mais abundante. Os dados classificados foram apresentados no diagrama *ranking*-abundância de Whittaker (1965), as espécies aparecem em ordem decrescente no eixo das abscissas e suas densidades no eixo das ordenadas em escala logarítmica. O dendograma de similaridade de Jaccard foi calculado no programa Past utilizando os dados de ocorrência de espécies.

Foi utilizado o método das curvas ABC para verificar os padrões de dominância de biomassa e abundância médias das espécies em cada ponto de estudo, utilizando valores de biomassa e abundância cumulativas de cada espécie (Warwick, 1986). Para o cálculo da biomassa utilizada nas curvas ABC os organismos foram medidos em microscópio óptico. A

estatística W é uma sumarização numérica das curvas ABC, quando positiva indica comunidade não perturbada, se negativa indica perturbação, se o valor de W é próximo de zero implica em distúrbio intermediário (Magurran, 2011).

Foi calculado o índice de estado trófico (IET) de Carlson, modificado por Toledo et al. (1983) com a média ponderada das concentrações de clorofila a , fósforo total, fósforo total dissolvido e leitura do disco de Secchi. Os seguintes critérios são utilizados para a classificação do estado trófico: oligotrófico – $IET < 44$; mesotrófico – $44 < IET < 54$ e eutrófico – $IET > 54$. Foi realizada a Análise de Componentes Principais (ACP) para verificar se há distinção entre os pontos de estudo com relação as condições ambientais e Análise de Correspondência Canônica (ACC) para verificar a associação das espécies com as condições ambientais através do software CANOCO versão 4.1.

Resultados

Os pontos do reservatório localizados na Balsa Harmonia são mais profundos (12,3m em média) e os de Barranco Alto possuem em média 6,2m (Tabela1).

A água nos pontos amostrados possuem boa oxigenação com valores médios de 6,9 a 10,5 mg L⁻¹ e baixa condutividade elétrica, em média 30 μ S cm⁻¹. Os valores de pH estiveram próximos a neutralidade. A temperatura da água variou de 18°C (período seco) a 27°C (período chuvoso) (Tabela 1).

Não foi registrada marcante variação espacial das variáveis físicas e químicas da água. No entanto, pela Análise dos Componentes Principais (Figura 4) é observada variação sazonal, onde a concentração de clorofila a é a variável que mais cotribuiu para o fator 1, cujos maiores valores foram registrados na estação chuvosa. As concentrações de nutrientes (Nt e Pt) se correlacionam positivamente as coletas realizadas no período seco, quando foram registradas maiores concentrações.

Embora não tenha sido registrada marcante variação espacial das variáveis ambientais no estudo, nos pontos próximos a cultivo com tanques rede (P2 e P5) foram registrados elevados valores para variáveis relacionadas a tal atividade. O valor mais elevado de amônio (275 μ g L⁻¹) foi registrado no P2 na estação chuvosa. O pico para a concentração de nitrogênio total (1122 μ g L⁻¹) foi registrado no P5 em maio. Nos pontos próximos aos tanques rede foram registradas altas concentrações de clorofila a , 18 μ g L⁻¹ no P5 e de 15 μ g L⁻¹ no P2 (Figura 2).

A profundidade da zona eufótica foi maior no período seco. As maiores concentrações de material em suspensão ocorreram no início do período chuvoso, com incremento na porção

inorgânica, pois as chuvas carregaram fertilizantes e agrotóxicos das plantações do entorno, contribuindo para o aumento na concentração de matéria inorgânica. A maior concentração de material em suspensão (13 mg L^{-1}) foi observada no P2 (área de tanques rede).

Os pontos foram classificados variando de oligo a mesotróficos, com exceção do P4 que foi classificado como eutrófico em janeiro de 2012 (56,9) (Figura 3), devido às altas concentrações de clorofila *a* e fósforo total.

Tabela 1. Média, máximo e mínimo (entre parênteses) da temperatura da água ($^{\circ}\text{C}$), profundidade (m), pH, oxigênio dissolvido OD (mg L^{-1}), condutividade elétrica Cond. Elet. ($\mu\text{S m}^{-1}$), profundidade da zona eufótica ZE (m), concentração de matéria orgânica MO (mg L^{-1}), concentração de matéria inorgânica MI (mg L^{-1}), nitrato ($\mu\text{g L}^{-1}$), fosfato total dissolvido PO_4 ($\mu\text{g L}^{-1}$), nitrogênio total dissolvido N ($\mu\text{g L}^{-1}$), fósforo total dissolvido P ($\mu\text{g L}^{-1}$) e amônia ($\mu\text{g L}^{-1}$).

Variáveis	P1		P2		P3		P4		P5	
	seca	chuva	seca	chuva	seca	chuva	seca	chuva	seca	chuva
Temperatura	21.2 (19-24)	23.3 (26-23)	21.2 (19-24)	25.2 (23-26)	21.7 (19-24)	25.2 (23-26)	21.0 (19-22)	24.1 (23-25)	21.2 (19-22)	24.3 (23-25)
Profund (m)	8.0 (5.9-9.5)	5.7 (3.7-8.1)	5.9 (3.8-7.5)	5.2 (2.3-8.5)	6.6 (4.4-8)	6.0 (4-8.5)	13.4 (10.5-17.3)	13.9 (12-16)	12.5 (9.1-15)	9.2 (7-11.3)
pH	6.7 (5.8-7.3)	7.0 (6.4-7.6)	6.7 (6.2-7.1)	7.0 (6.4-7.2)	6.7 (6.3-7.2)	7.1 (6.5-7.6)	6.6 (6.3-7.7)	6.7 (6.2-7.2)	6.9 (6.3-7.7)	7.1 (6.5-7.3)
OD	9.2 (6-12)	7.7 (7-10)	10.1 (6-11)	7.9 (7-10)	7.8 (6-8)	7.7 (6-8)	8.2 (4-13)	6.9 (5-7)	10.5 (5-16)	8.2 (6-10)
Cond. Elet	34.6 (33-37)	35.4 (32-37)	34.4 (33-35)	36.3 (35-37)	30.1 (19-35)	36.1 (35-36)	37.5 (36-38)	44.8 (66-37)	37.6 (36-39)	39.1 (41-37)
ZE	7.3 (3.5-9.5)	4.1 (2.2-5.4)	5.7 (4.1-7.5)	4.7 (3.2-5.7)	6.1 (6.2-8)	5.9 (4.1-8.1)	9.7 (6.7-12.9)	6.2 (5.4-7.1)	7.6 (5.7-7.7)	6.4 (5.1-8.1)
MO	1.4 (0.84-2.3)	2.1 (1.8-2.9)	2.5 (1.1-2.3)	2.5 (1.9-3.6)	2.0 (1.2-2.3)	2.0 (0.7-3.0)	2.5 (0.9-1.7)	2.5 (1.9-2.8)	2.2 (0.9-1.5)	2.2 (1.5-2.9)
MI	0.6 (0-2.6)	2.1 (0.1-4.0)	0.6 (0-2.1)	3.1 (0.5-9.4)	0.1 (0.1-0.2)	0.6 (0-2.3)	0.1 (0-0.1)	0.2 (0-0.5)	0.2 (0-0.6)	0.5 (0.2-1.5)
Nitrato	130.0 (43-191)	79.3 (19-121)	137.3 (88-207)	82.1 (25-125)	148.1 (99-197)	95.2 (74-113)	150.9 (123-188)	60.8 (38-83)	152.0 (132-188)	67.6 (45-78)
PO_4 tot dis	9.7 (7-18)	11.9 (7-15)	10.3 (7-13)	12.6 (8-15)	8.1 (6-11)	9.0 (4-15)	15.4 (6-40)	9.2 (7-10)	10.7 (6-16)	9.8 (7-12)
N total	420.2 (403-437)	296.1 (179-439)	461.2 (407-533)	329.1 (163-531)	451.4 (356-552)	322.1 (167-439)	441.1 (223-623)	337.7 (268-411)	499.3 (209-1122)	317.5 (183-444)
P total	39.8 (19-59)	43.5 (20-77)	61.1 (22-83)	43.6 (27-76)	48.3 (21-81)	34.9 (16-65)	52.7 (28-91)	42.6 (29-61)	44.7 (21-73)	43.0 (31-76)
Amônia	32.9 (13-65)	51.6 (20-87)	28.0 (10-57)	81.5 (19-274)	45.8 (8-162)	60.9 (11-165)	61.4 (30-115)	74.5 (4-175)	45.8 (9-83)	68.0 (9-170)

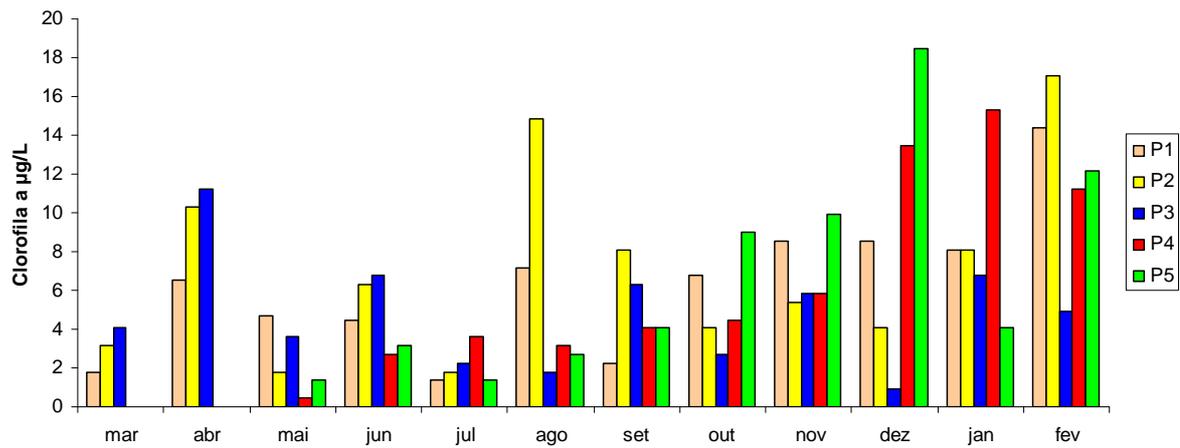


Figura 2. Variação mensal da concentração de clorofila a ($\mu\text{g.L}^{-1}$) na camada da superfície em 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

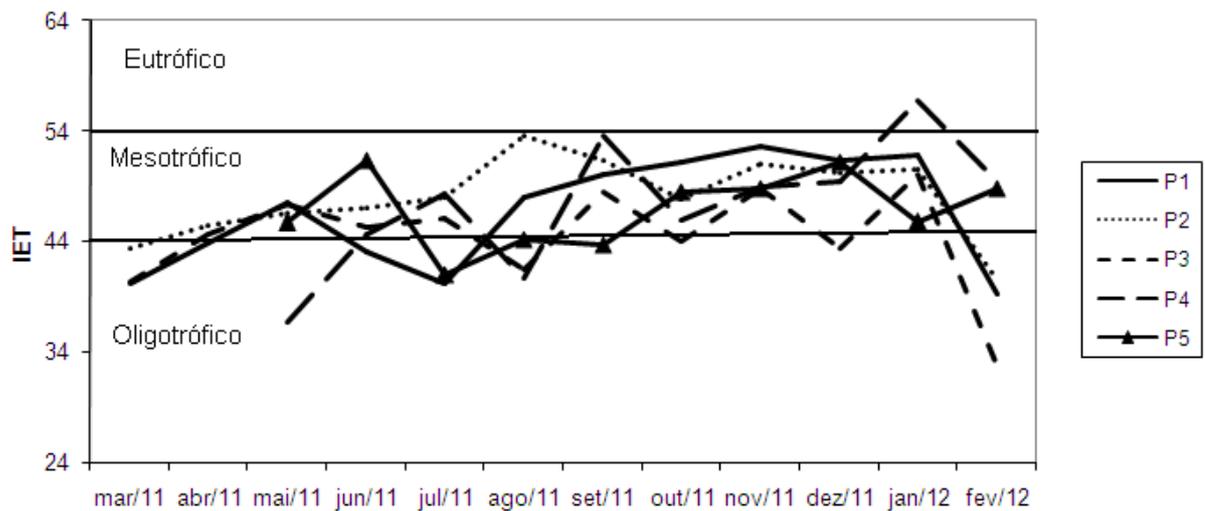


Figura 3. Índice de estado trófico (IET) nos 5 pontos de estudo de março de 2011 a fevereiro de 2012.

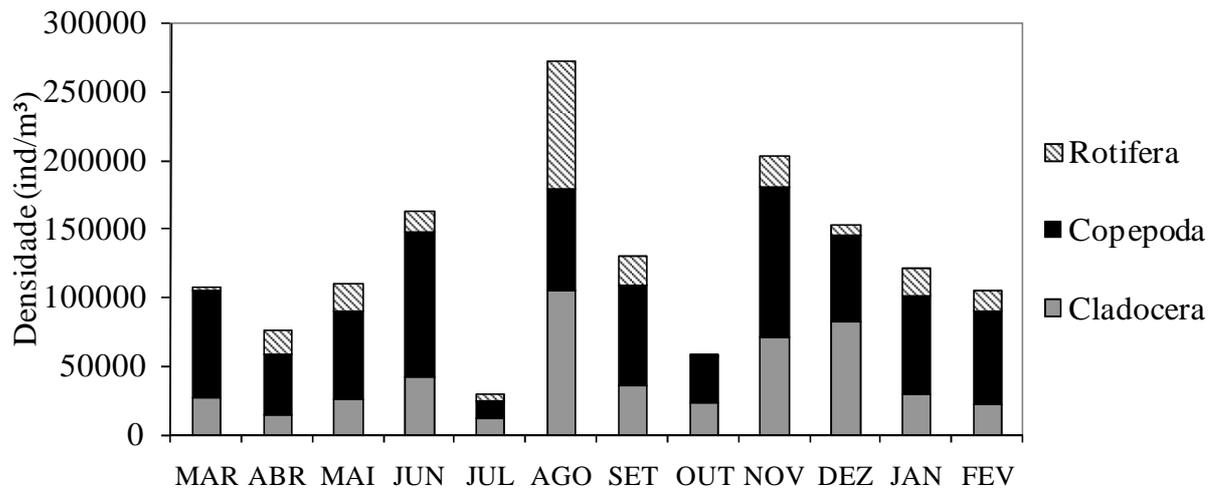


Figura 5. Densidade da comunidade zooplancônica no P1 de março de 2011 a fevereiro de 2012.

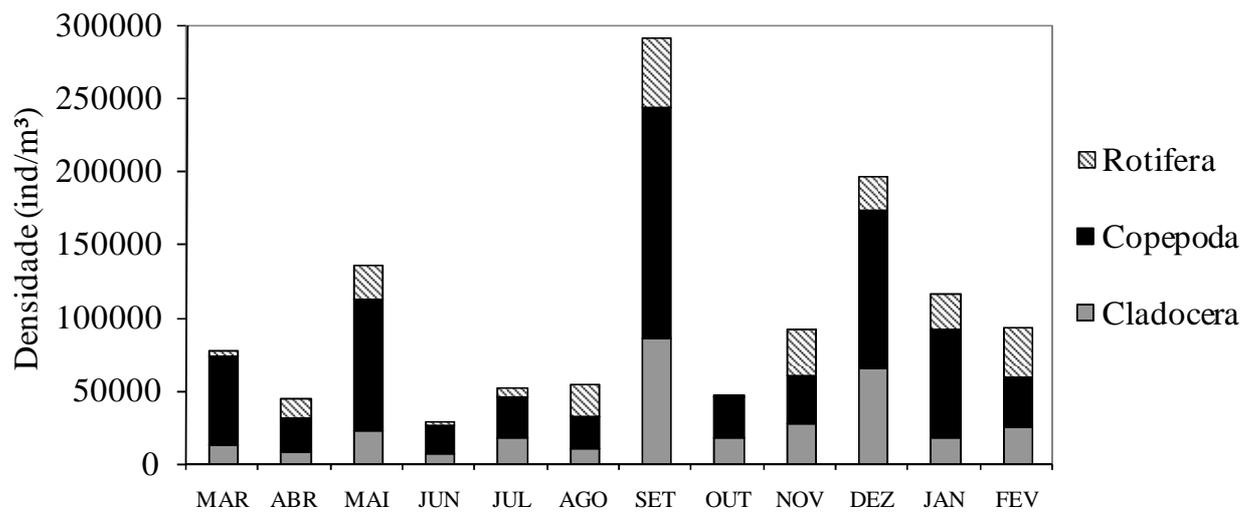


Figura 6. Densidade da comunidade zooplancônica no P2 de março de 2011 a fevereiro de 2012.

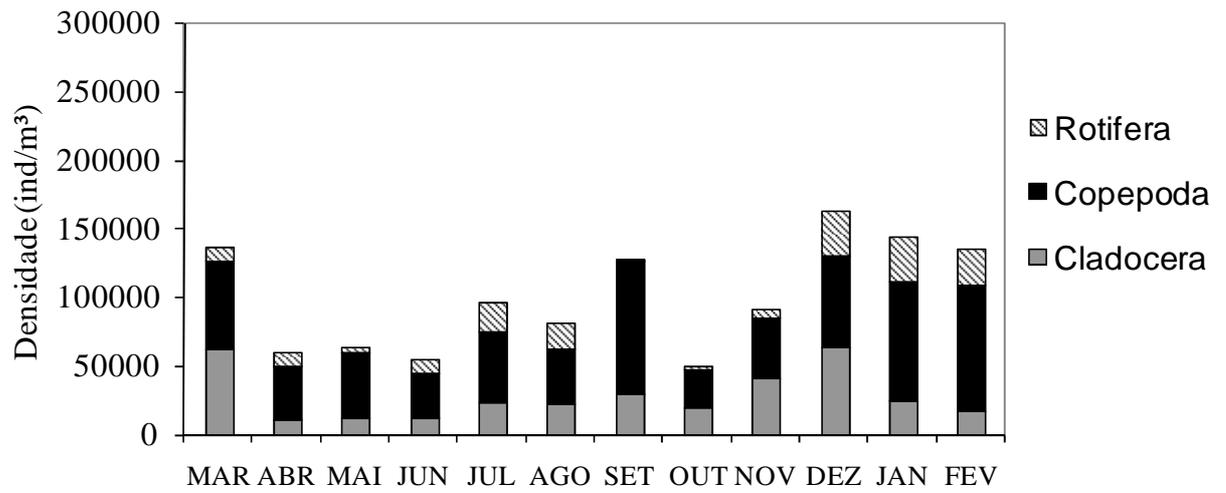


Figura 7. Densidade da comunidade zooplanctônica no P3 de março de 2011 a fevereiro de 2012.

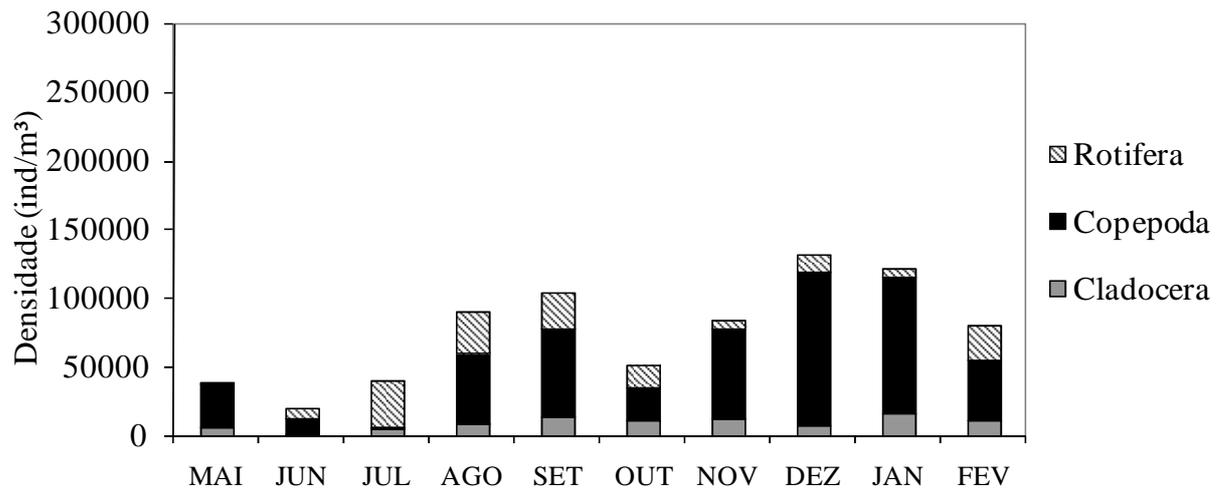


Figura 8. Densidade da comunidade zooplanctônica no P4 de maio de 2011 a fevereiro de 2012.

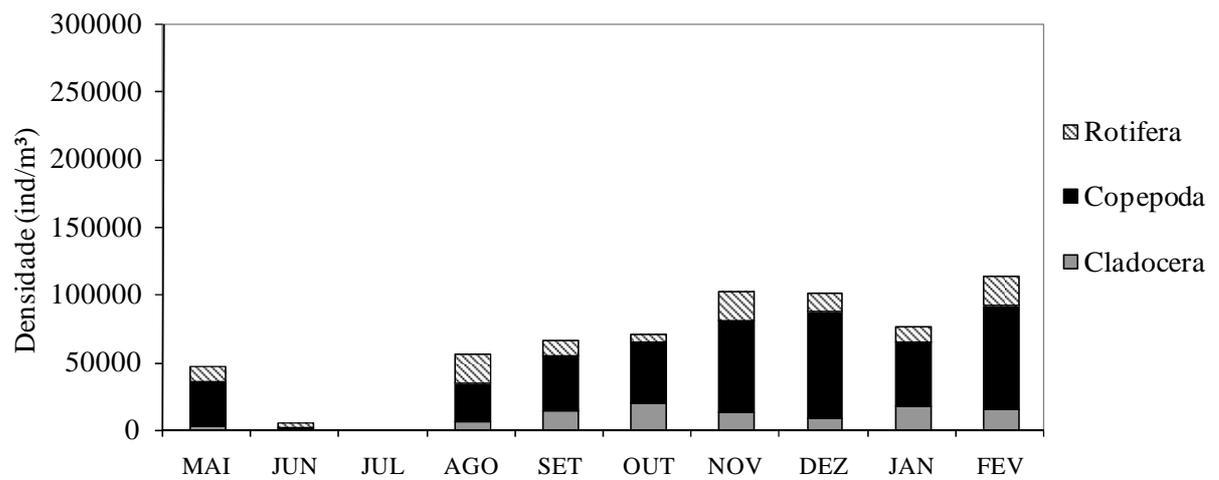


Figura 9. Densidade da comunidade zooplânctônica no P5 de maio de 2011 a fevereiro de 2012.

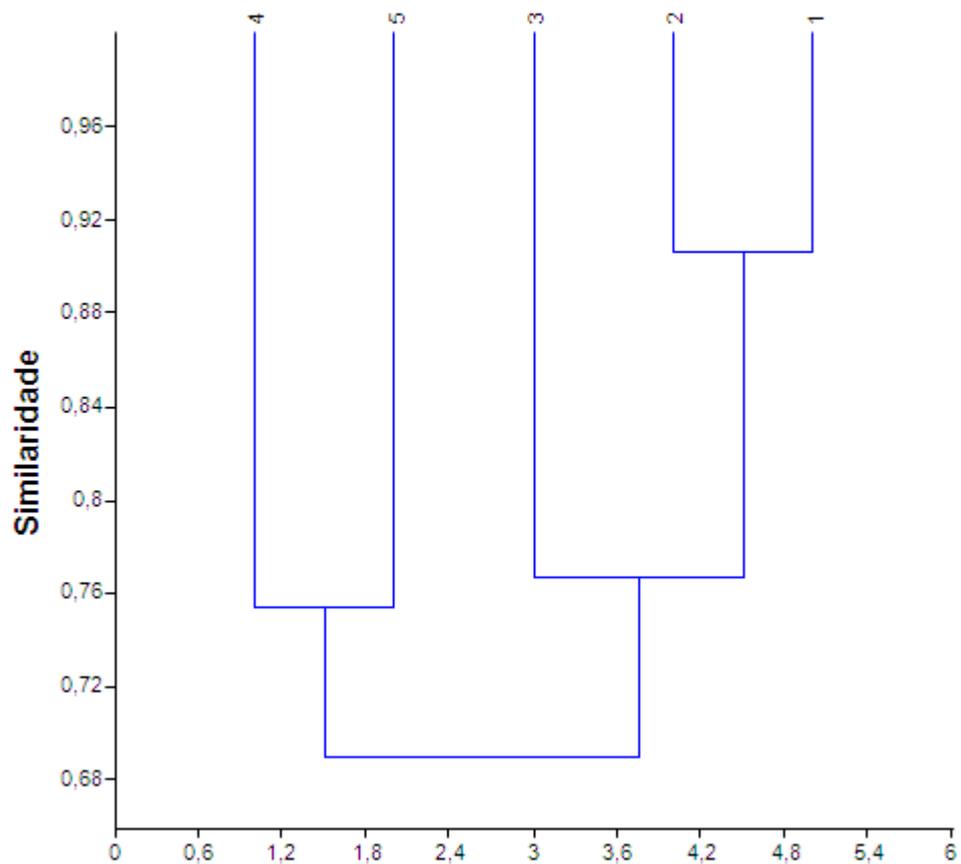


Figura 10. Dendrograma de similaridade de Jaccard da composição da comunidade zooplânctônica de 5 pontos de coleta no reservatório da UHE de Furnas.

Pelo dendrograma de similaridade da composição da comunidade zooplancônica os pontos de estudo foram agrupados em dois grupos principais (Figura 10), um formado pelos pontos localizados em Barranco Alto (P1, P2 e P3) e o outro com os pontos da Balsa Harmonia (P4 e P5). O P3 difere dos pontos P1 e P2, pois está localizado em uma região mais profunda do reservatório, com maior volume de água o que favorece a diluição de nutrientes e alimentos disponíveis para o zooplâncton.

Alguns táxons ocorreram em densidades mais elevadas, como *Conochilus unicornis*, as formas jovens de *Cyclopoida* e *Ceriodaphnia silvestrii*, no entanto, as curvas de *ranking*/abundância da comunidade zooplancônica (Figura 11) para todos os pontos possuem pouca inclinação, indicando uniformidade na distribuição das espécies no ambiente.

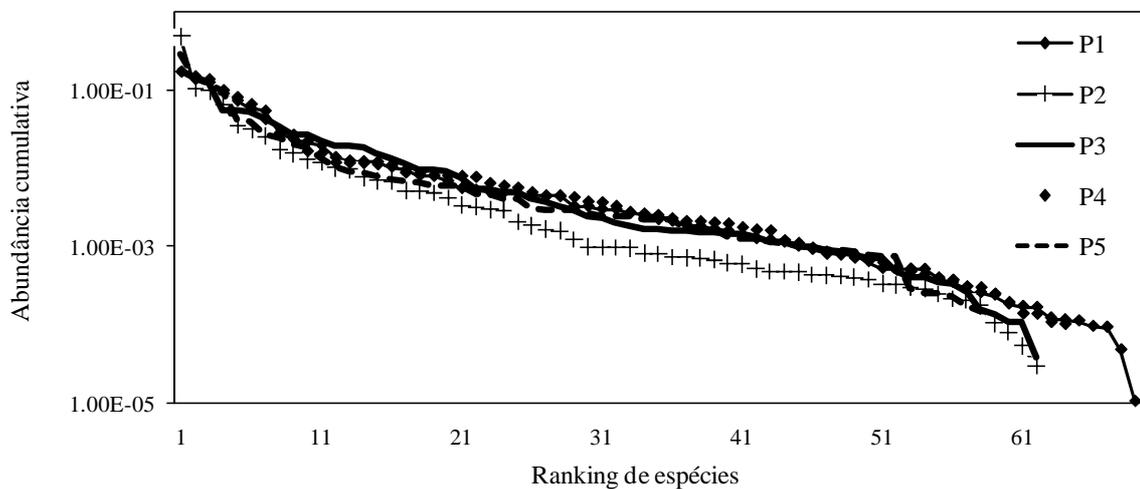


Figura 11. Curvas *ranking*/abundância da distribuição da comunidade zooplancônica dos 5 pontos de estudo do reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

Pela análise das curvas ABC de abundância (números) e biomassa da comunidade zooplancônica (Figuras 12 a 16) observa-se que a curva de biomassa é mais elevada que a de números em todos os pontos, no entanto, as curvas se cruzam à medida que o número de espécies aumenta. Portanto, há uma poluição moderada no ambiente. Além disso, o valor de *W* registrado para todos os pontos de estudo é próximo de zero, reforçando que está ocorrendo um distúrbio moderado no ambiente.

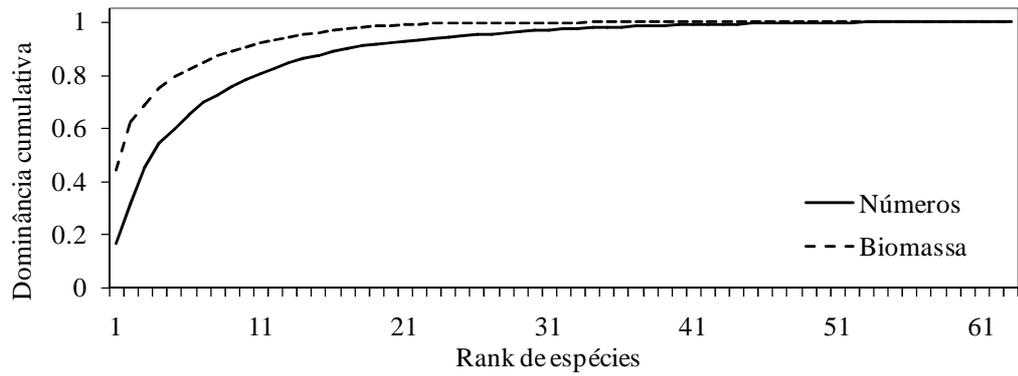


Figura 12. Curvas ABC de números e biomassa da comunidade zooplancônica no P1 com seu valor de $W=0,0008$.

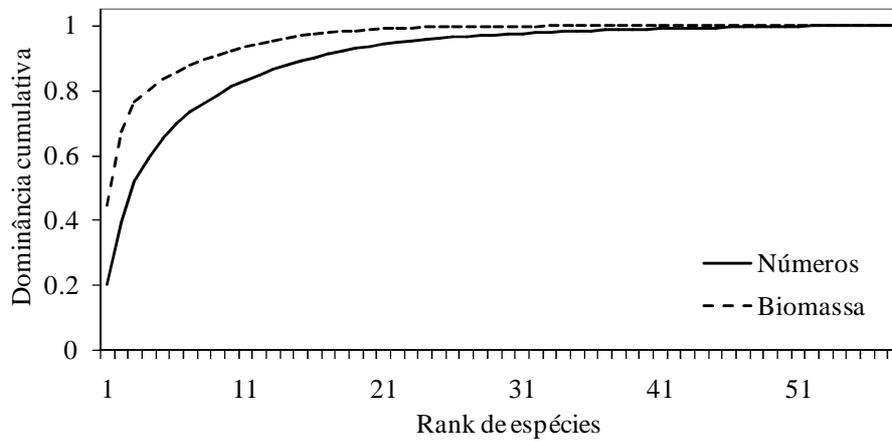


Figura 13. Curvas ABC de números e biomassa da comunidade zooplancônica no P2 com seu valor de $W=0,0012$.

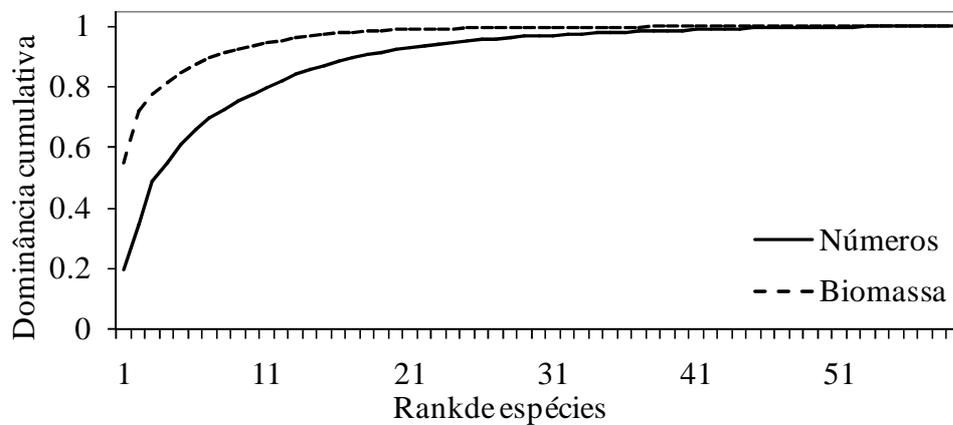


Figura 14. Curvas ABC de números e biomassa da comunidade zooplancônica no P3 com seu valor de $W=0,0014$.

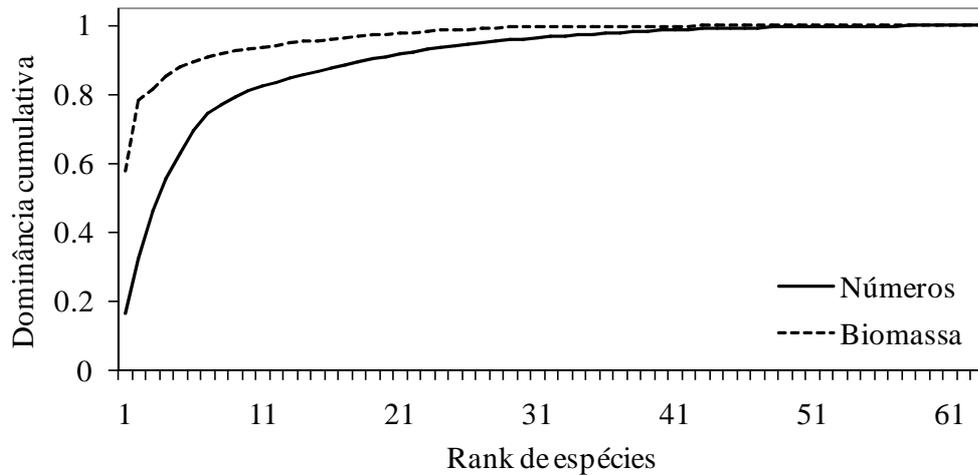


Figura 15. Curvas ABC de números e biomassa da comunidade zooplancônica no P4 com seu valor de $W=0,0013$.

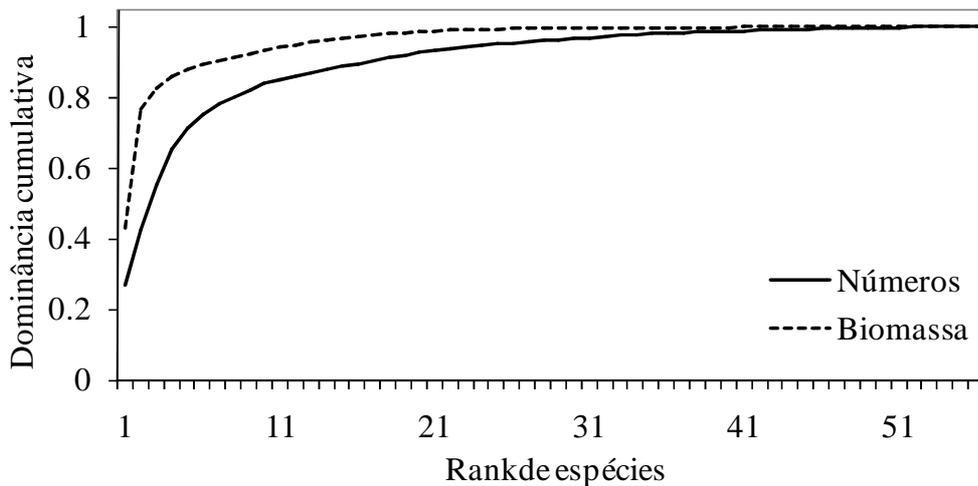


Figura 16. Curvas ABC de números e biomassa da comunidade zooplancônica no P5 com seu valor de $W=0,0012$.

Pela Análise de Correspondência Canônica (ACC) de microcrustáceos (Cladocera e Copepoda) no período seco (Figura 17) as espécies *Bosmina freyi* e *Moina minuta* se correlacionam positivamente a concentração de clorofila *a* e turbidez. Os táxons típicos de região litorânea (*Ephemeroporus* sp, *Chydorus pubescens*, *Chydorus eurynotus*, *Macrothrix* sp *Alona yara* e Harpacticoida) estiveram correlacionados positivamente aos pontos da Balsa Harmonia (P4 e P5) nas estações seca (Figura 17) e chuvosa (Figura 18), onde ocorreram com maior frequência durante o estudo. A ACC de microcrustáceos (Cladocera e Copepoda) no período chuvoso (Figura 18) demonstra que o gênero *Diaphanosoma* (*D. brevireme*, *D. fluviatile*, e *D. spinulosum*) esteve correlacionado positivamente ao pH, concentração de

nitrogênio total e ao ponto P3, o qual está localizado em uma região mais profunda do reservatório, favorecendo o incremento na densidade de espécies típicas da região limnética.

Pela ACC de Rotifera no período seco (Figura 19) observa-se que *Lecane proiecta* esteve correlacionada positivamente aos pontos P1 e P2 em abril, quando ocorreu em altas densidades. *Conochilus natans* e *Pitygura libera* se correlacionaram positivamente ao P2 em agosto e a concentrações de fósforo total e clorofila *a*.

Pela ACC de Rotifera no período chuvoso (Figura 20) *Lecane proiecta* esteve correlacionada positivamente ao P4 em fevereiro, onde ocorreu em elevada densidade, esta espécie também esteve correlacionada positivamente a profundidade da zona eufótica e profundidade do local de coleta.

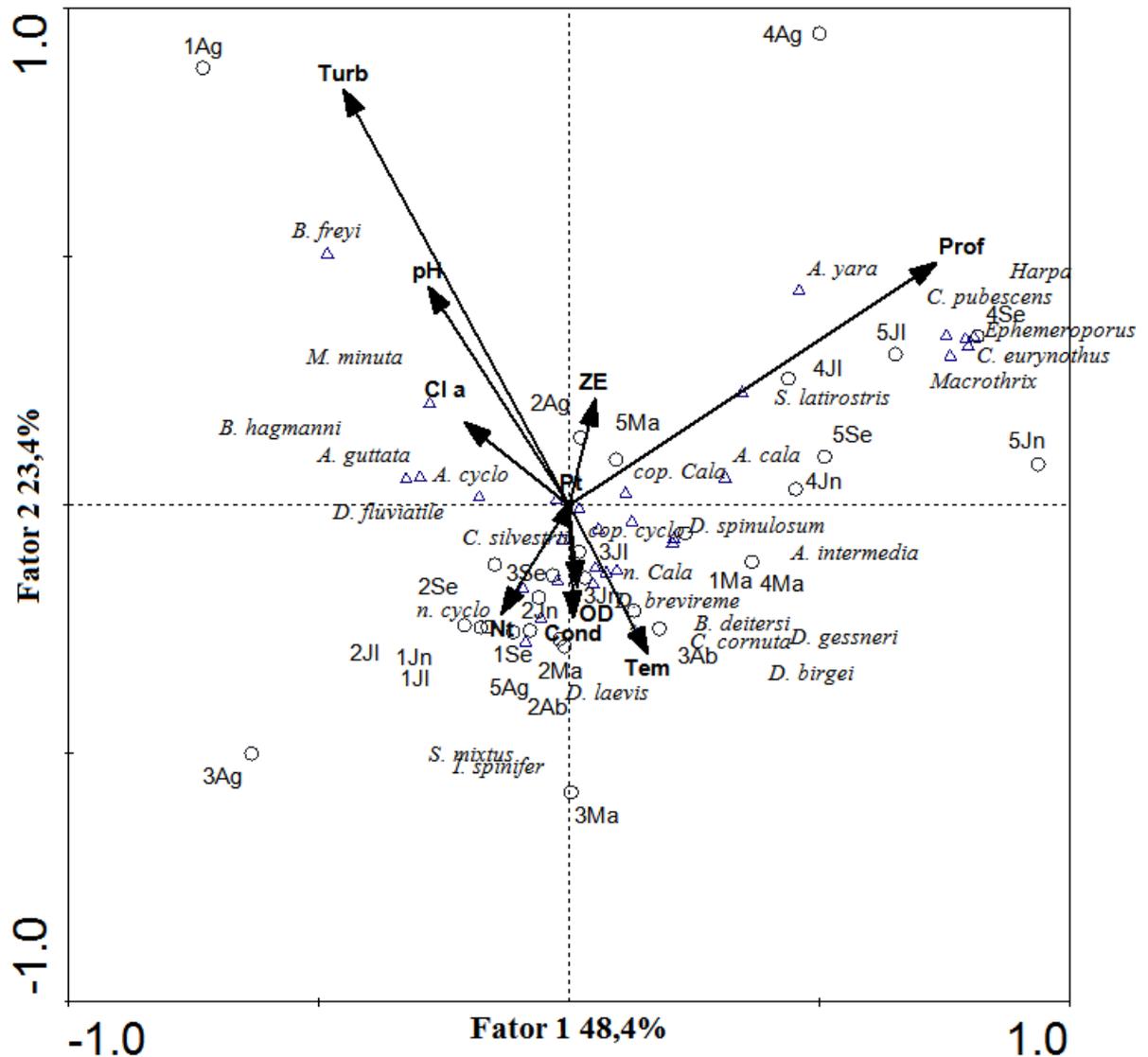


Figura 17. Diagrama de ordenação ACC com base nas densidades (ind m⁻³) das espécies de Cladocera e nas ordens de Copepoda e variáveis ambientais, nos 5 pontos de amostragem do reservatório de Furnas durante a estação seca. Abril (Ab), maio (Ma), junho (Jn), julho (Jl), agosto (Ag), setembro (Se); clorofila *a* (Cl a), condutividade elétrica (CD), fósforo total (Pt), nitrogênio total (Nt), oxigênio dissolvido (OD), profundidade (Prof), temperatura (T), turbidez (Turb) e zona eufótica (ZE).

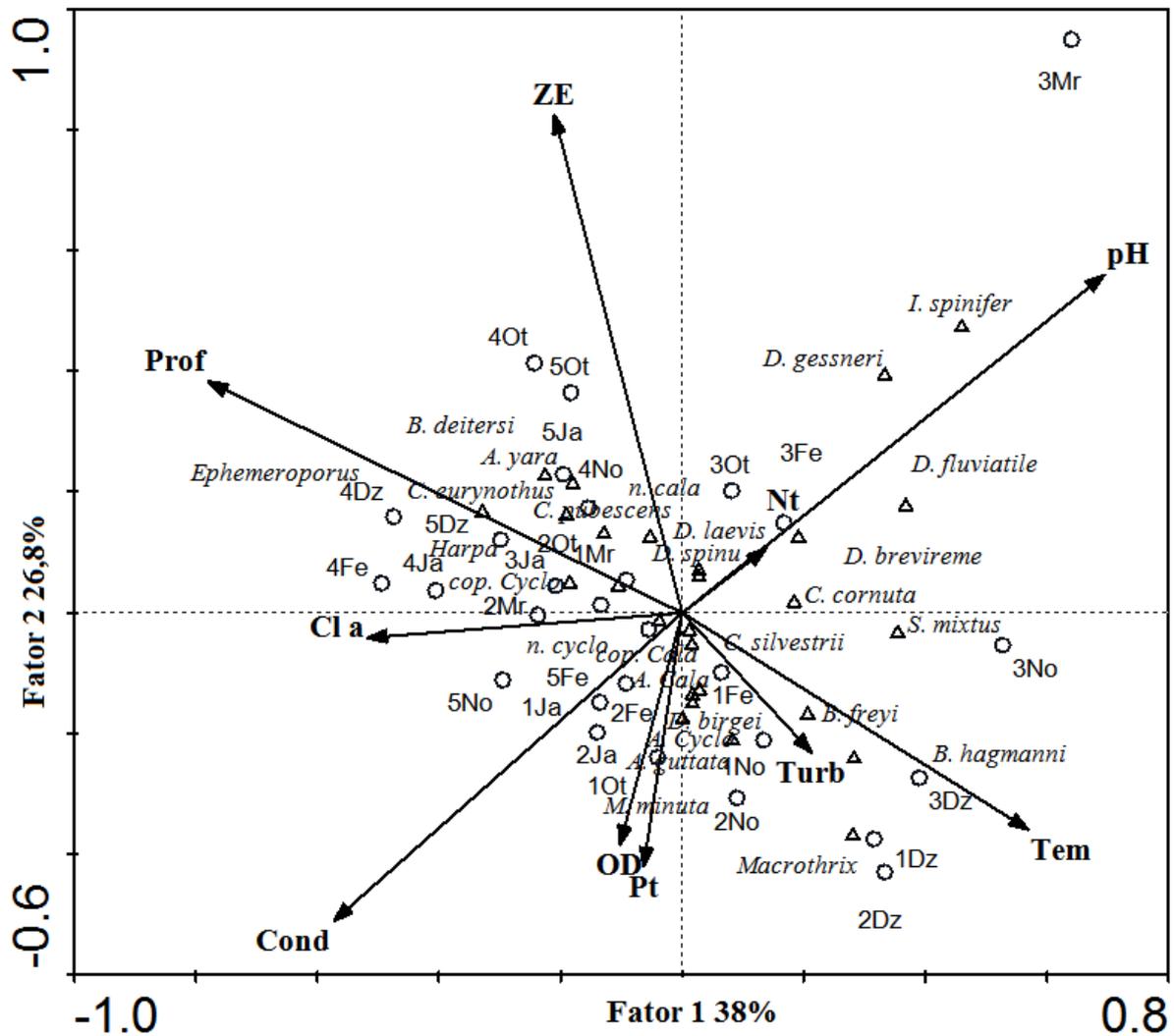


Figura 18. Diagrama de ordenação CCA com base nas densidades (ind.m⁻³) das espécies de Cladocera e nas ordens de Copepoda e variáveis ambientais, nos 5 pontos de amostragem do reservatório de Furnas durante a estação chuvosa. Março (Mr), outubro (Ot), novembro (No) e dezembro (Dz) de 2011, janeiro (Ja) e fevereiro (Fe) de 2012; clorofila *a* (Cla), condutividade elétrica (CD), fósforo total (Pt), nitrogênio total (Nt), oxigênio dissolvido (OD), profundidade (Prof), temperatura (T), turbidez (Turb) e zona eufótica (ZE).

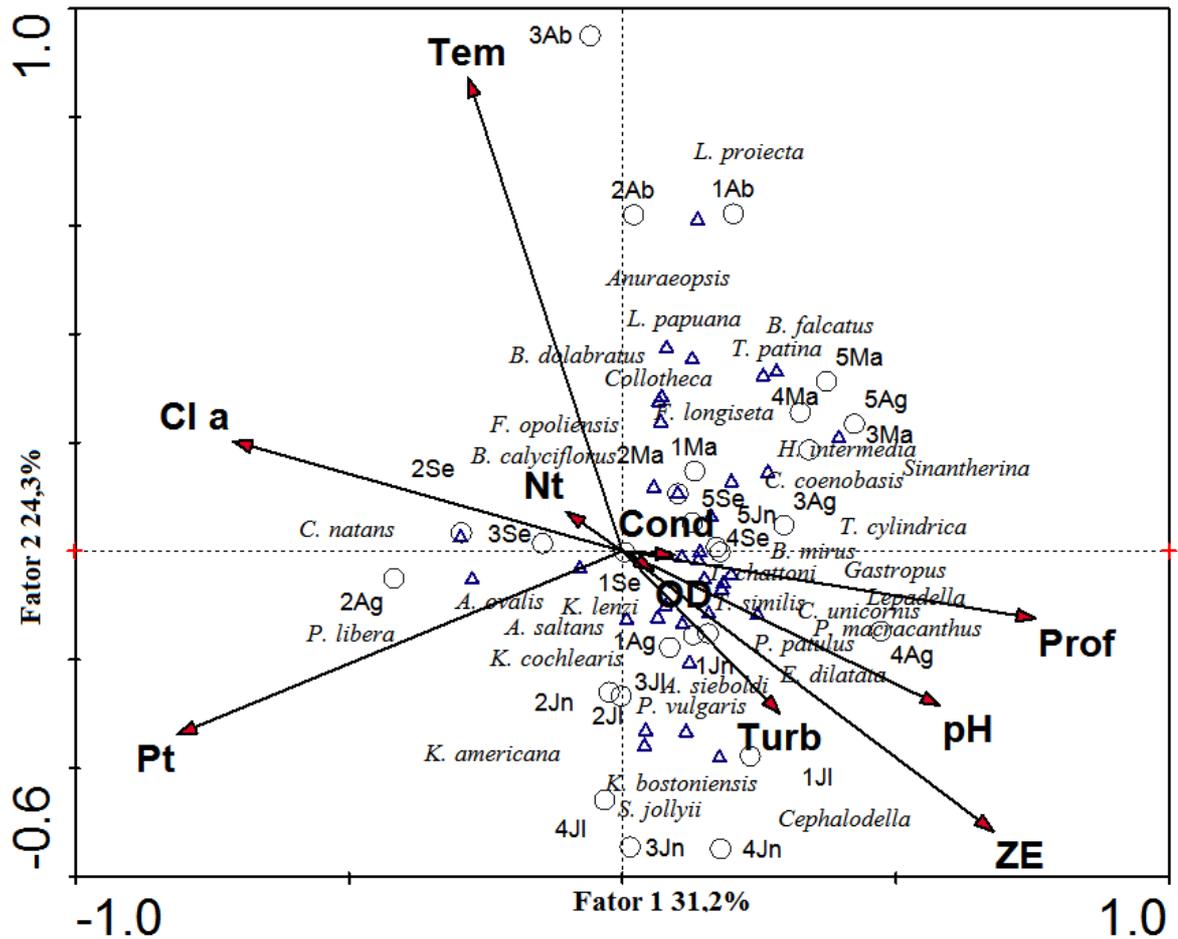


Figura 19. Diagrama de ordenação CCA com base nas densidades (ind m⁻³) das espécies de Rotifera e variáveis ambientais, nos 5 pontos de amostragem do reservatório de Furnas durante a estação seca. Abril (Ab), maio (Ma), junho (Jn), julho (Jl), agosto (Ag), setembro (Se); clorofila a (Cl a), condutividade elétrica (CD), fósforo total (Pt), nitrogênio total (Nt), oxigênio dissolvido (OD), profundidade (Prof), temperatura (T), turbidez (Turb) e zona eufótica (ZE).

Tavares e Moreno, 1994). Os valores de pH estiveram próximos a neutralidade. A condutividade elétrica (30 a $46 \mu\text{S cm}^{-1}$) é baixa quando comparada a registrada em reservatórios eutróficos, como o reservatório do Baixo Tietê (150 a $250 \mu\text{S cm}^{-1}$) (Matsumura-Tundisi e Tundisi, 2005) e represa da Pampulha (247 a $293 \mu\text{S cm}^{-1}$) (Giani e Figueiredo, 2007). Baixos valores desta variável indicam baixas concentrações de sólidos suspensos e pouca poluição no ambiente (Espíndola et al., 2000).

As maiores concentrações de material em suspensão foram registradas no início do período chuvoso, com incremento na porção inorgânica. Uma vez que as chuvas carrearam fertilizantes e agrotóxicos das plantações do entorno, aumentando a concentração de matéria inorgânica neste período. O aumento na concentração de material em suspensão impede a penetração de raios solares na coluna d'água, com conseqüente diminuição na profundidade da zona eufótica, cujos menores valores foram registrados neste período (Henry e Nogueira, 2007).

As concentrações médias de nitrato, íon amônio, nitrogênio total e fósforo total foram mais baixas no período chuvoso. No período chuvoso a maior pluviosidade foi responsável por diluir estes nutrientes na coluna d'água (Arcifa, 2007; Loureiro et al., 2011).

A maior concentração de amônio foi registrada no P2 (tanques rede) em fevereiro de 2012 ($275 \mu\text{g L}^{-1}$), provavelmente as excretas de peixes foram responsáveis por este aumento. Pois as principais fontes de amônia são a degradação de matéria orgânica e a excreção de animais (Mac Carthy, 1980). Em ambientes não poluídos a concentração de amônio é menor que $150 \mu\text{g L}^{-1}$ (Reynolds, 1984). Concentrações acima deste valor foram registradas apenas em janeiro (P4 e P5) e fevereiro (P2 e P3), quando foram registradas altas concentrações de matéria orgânica.

Com base nas medidas do disco de secchi, nas concentrações de fósforo total, fósforo total dissolvido e clorofila *a* os 5 pontos de amostragem no reservatório de Furnas foram classificados como mesotróficos durante a maior parte do estudo, o que reflete o impacto causado pela prática de cultivo de tilápias em tanques rede nestas áreas. Outros estudos realizados no reservatório registraram padrão de oligotrofia para o mesmo (Delgado, 1999; Rull Dell Aguila, 2001; Negreiros, 2010, Brito et al., 2011 e Silva, 2011).

As maiores densidades da comunidade zooplancônica e concentração de clorofila *a* foram registradas no período chuvoso. As chuvas são responsáveis por carrear nutrientes do entorno, como fertilizantes das plantações, favorecendo o incremento de espécies fotossintetizantes e a disponibilidade de alimentos para o zooplâncton. Além disso, as temperaturas mais elevadas neste período aceleram o metabolismo dos organismos, fazendo

com que o tempo de desenvolvimento embrionário diminua o que implica em aumento populacional (Melão et al., 2005).

Na estação chuvosa também foram registradas maiores concentrações de material em suspensão, com incremento na porção inorgânica, a qual favorece o desenvolvimento de Copepoda (Sipaúba-Tavares et al., 2010), grupo mais abundante neste período na Balsa Harmonia (P4 e P5).

No ponto P2 (tanques rede) em agosto é observada alta concentração de clorofila *a* (15 mg L⁻¹) e baixa densidade do zooplâncton, provavelmente devido a um *bloom* de cianobactérias, impalatáveis ao zooplâncton. No entanto, em setembro a densidade do zooplâncton registrada no P2 é a mais alta do estudo, com incremento nas populações de Cladocera. A concentração de material em suspensão (matéria orgânica) registrada no P2 em setembro aumenta em relação aos meses anteriores, pois o volume do reservatório está menor. O incremento na matéria orgânica favorece a flora microbiana no ambiente, a qual é utilizada como alimento por pequenos cladóceros (Roche e Rocha, 2005; Sipaúba-Tavares et al., 2010).

A ordem Cyclopoida foi mais representativa do que Calanoida em todo o estudo, pois, representantes de Cyclopoida se sobressaem com relação à captura de alimento e escape de predadores. Os ciclopóides possuem uma ampla dieta, já calanóides são herbívoros e podem ter seu aparelho filtrador obstruído em ambientes eutrofizados (Guntzel, 2000; Loureiro et al., 2011).

Houve variação na composição da comunidade zooplanctônica entre as duas áreas de estudo (Barranco Alto e Balsa Harmonia), comprovadas pelo Dendograma de Similaridade de Jaccard e pela Análise de Correspondência Canônica. Representantes das famílias Chydoridae e Macrotrichidae e grandes dafinídeos como *Daphnia gessneri*, *D. laevis* e *Simocephalus mixtus* e *S. latirostris* foram registradas com maior frequência na Balsa Harmonia (P4 e P5).

Os pontos amostrados a montante e próximo aos tanques não apresentaram grande variação com relação à densidade e composição do zooplâncton. Somente o P3, a jusante dos tanques, foi diferente dos demais, pois está localizado em uma região mais profunda do reservatório, em relação aos pontos P1 e P2, favorecendo o predomínio de espécies tipicamente pelágicas como *D. brevireme*, *D. fluviatile* e *D. spinulosum*.

As espécies das famílias Chydoridae e Macrotrichidae foram raras durante o estudo. Estes são organismos fitófilos, que vivem associados à vegetação em especial na região litorânea (Sousa e Elmoor-Loureiro, 2008) ou agregados ao sedimento. Nos pontos de coletas não ocorriam macrófitas e os mesmos são ocasionais na região limnética, o que explica esta

baixa ocorrência. Provavelmente, a formação de perifiton nos tanques rede, o tornou um ambiente propício para estes organismos.

Entre os Copepoda, as formas jovens (nauplios e copepoditos) das ordens Calanoida e Cyclopoida foram constantes. A ordem Harpacticoida teve baixa representatividade, o que é explicado pelo hábito deste grupo, que vive associado ao sedimento (Wetzel, 1993). Embora outros autores citem a ocorrência de *Argyrodiptomus furcatus* no reservatório de Furnas, pelas análises qualitativas verificou-se maior ocorrência do gênero *Notodiptomus* e a presença da espécie *N. iheringi* no reservatório, comprovando que pode estar ocorrendo a substituição de *A. furcatus* por *N. iheringi*, o que indica um aumento no grau de trofia do ambiente (Rietzler et al., 2002; Santos-Wisniewski e Rocha, 2007).

As curvas de *ranking*/abundância para todos os pontos apresentam pouca inclinação, indicando uniformidade na distribuição de espécies no ambiente. No entanto, os táxons *Conochilus unicornis*, as formas jovens de Cyclopoida e *Ceriodaphnia silvestrii* ocorreram em maiores densidades em todos os pontos. O predomínio de organismos de menor tamanho corporal é esperado para áreas próximas a cultivo de peixes em tanques rede, pois tilápias normalmente consomem animais maiores e com baixa capacidade de escape (Roche e Rocha, 2005).

A maior abundância destes pequenos organismos sugere grande importância do elo microbiano no ambiente, pois estes se alimentam de partículas minúsculas (1-5 μ m), como bactérias (Sarma et al., 2005). Assim, o efeito de antibióticos utilizados no cultivo de peixes pode ser ainda maior nos trópicos, pois sabe-se que estes fármacos agem principalmente em pequenos organismos, afetando sua reprodução e longevidade.

A OTC não assimilada pelos peixes e que fica suspensa na coluna d'água pode comprometer o desenvolvimento de bactérias planctônicas utilizadas como alimento por cladóceros (Geller e Muller, 1981), o que prejudicada toda a cadeia alimentar, resultando em menores densidades de zooplâncton. O antibiótico também pode afetar o fitoplâncton, que representa outra fonte de alimento para filtradores de malha fina. Assim, o ambiente será dominado por filtradores de malha grossa, que buscam outras fontes de alimentos, como formas adultas de Calanoida e grandes daphnídeos, que foram mais frequentes nos pontos da Balsa Harmonia (P4 e P5).

Embora Rotífera não tenha sido o grupo mais abundante durante o estudo, algumas espécies *r*-estrategistas ocorreram em altas densidades em alguns meses, como *Lecane proiecta*, *Synchaeta jollyii*, *Conochilus unicornis*. A comunidade zooplanctônica em regiões

tropicais é imatura, o que facilita a invasão por estas espécies oportunistas que muitas vezes dominam o ambiente (Fernando, 2002).

Entre os cladóceros, foi observada maior densidade de *Moina minuta* e *Diaphanosoma* spp nas amostras de outubro, quando a profundidade da zona eufótica diminui e a concentração de material em suspensão aumenta, o que favorece o escape visual destes organismos dos predadores.

As curvas ABC são utilizadas para inferir o distúrbio do ambiente (Magurran, 2011). Em ambientes estáveis, a curva de biomassa fica acima da curva de números. Em ambientes perturbados a curva de números é a mais alta, enquanto em ambientes com distúrbio moderado estas curvas se cruzam (Warwick, 1986). As curvas ABC de biomassa e abundância cumulativas e o valor de W registrados para todos os pontos de estudo indicam um distúrbio moderado no ambiente. Portanto, a atual atividade aquícola desenvolvida no reservatório da UHE de Furnas afeta o ambiente numa proporção aceitável pela sua capacidade suporte. Devido ao grande volume do reservatório os nutrientes e matéria orgânica resultantes desta atividade são diluídos não afetando o funcionamento do ecossistema.

Conclusões

Houve variação sazonal nas variáveis físicas e químicas da água nas duas áreas de estudo.

Não foi observada marcante variação espacial das variáveis físicas e químicas da água entre as duas áreas de estudo.

Houve variação sazonal na densidade da comunidade zooplânctônica, com maiores densidades registradas no período chuvoso. Os pontos amostrados a montante e próximo aos tanques rede em Barranco Alto não apresentaram grande variação com relação à densidade e composição do zooplâncton.

Menores densidades da comunidade zooplânctônica foram registradas nos pontos da Balsa Harmonia. Representantes das famílias Chydoridae e Macrotrichidae e grandes dafinídeos como *Daphnia gessneri*, *D. laevis* e *Simocephalus mixtus* e *S. latirostris* foram registradas com maior frequência na Balsa Harmonia (P4 e P5).

As curvas ABC de biomassa e abundância cumulativas da comunidade zooplânctônica e o valor de W registrados para todos os pontos indicam um distúrbio moderado no ambiente. Devido ao grande volume do reservatório os nutrientes e matéria orgânica resultantes da atual atividade aquícola desenvolvida afetam o ambiente numa proporção aceitável pela sua capacidade suporte.

Referências

- Arcifa, M. S. 2007. Lago Monte: uma visão sobre a estrutura e hipóteses de funcionamento. In: *Ecologia de Reservatórios: estrutura, função e aspectos Sociais*. Raoul Henry (ed) Botucatu: FUNDIBIO, 800p.
- Araripe, M. N. B. A., Segundo, L. F. F., Lopes, J. B., Araripe, H. G. A. 2006. Efeito do Cultivo de Peixes em Tanques Rede sobre o Aporte de Fósforo para o ambiente. *Rev. Cient. Prod. Anim*, 8, 2.
- Brito, S. L., Maia-Barbosa, P. M., Pinto-Coelho, R. M. 2011. Zooplankton as an indicator of trophic conditions in two large reservoirs in Brazil . *Lakes & Reservoirs: Research and Management*16,253–264.
- Castilho, M.C.A.; Santos-Wisniewski, M. J. 2009. Diversidade da comunidade zooplanctônica na entrada dos rios Verde e Sapucaí no reservatório da UHE de Furnas – MG. IN: IX CONGRESSO DE ECOLOGIA DO BRASIL , 13 A 17 DE SETEMBRO DE 2009, SÃO LOURENÇO – MG. Anais... 2009.
- CONAMA - Conselho Nacional do Meio Ambiente. 2005. Resolução nº 357, de 17 de março de 2005. Ministério do Meio Ambiente, 23p.
- Corgosinho, P.H.C. and Pinto-Coelho, R. M. 2006. Zooplankton biomass, abundance and allometric patterns along an eutrophic gradient at Furnas Reservoir (Minas Gerais, Brazil). *Acta Limnologica Brasiliensia*, 18, 2, 213-224.
- Crispim, M. C. and Freitas, G. T. P 2005. Seasonal effects on zooplankton commuty in a temporal lagoon of Northeast Brazil. *Acta Limnologica Brasileira*,17,4,385 393
- Delgado, P.C.S. 1999. Variação sazonal e espacial da comunidade fitoplanctônica do reservatório de Furnas, município de Guapé (MG). 114f. Dissertação (Mestrado em Ecologia, Conservação e Manejo da Vida Silvestre) – Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais.
- De Melo, R. and Hevert, P. D. N., 1994. A taxonomic reevaluation of North American Bosminidae. *Canadian Journal of Zoology* 72, 1808-1825.
- Diemer, O., Hertes Neu, D., Feiden, A., Lorenz, E. K., Bittencourt, F., Boscolo, W. R. 2010. Dinâmica nictimeral e vertical das características limnológicas em ambientes de criação de peixes em tanques-rede. *Ci. Anim. Bras.*, Goiânia, 11,1, 24-31.
- Elmoor-Loureiro, L. M. A. 1997. Manual de identificação de Cladóceros límnicos do Brasil. Brasília: Universa, 156p.
- Espíndola, E. L. G., Matsumura-Tundisi, T., Rietzler, A. C., Tundisi, J. G. 2000. Spatial Heterogeneity of the Tucuruí Reservoir (State of Pará, Amazonia, Brazil) and the Distribution of Zooplankton Species. *Brazilian Journal of Biology*,60,2,179-194.
- Fernando, C. H., 2002. Guide to Tropical Freshwater Zooplankton. Identification, Ecology and Impacts on Fisheries. Backhuys Publishers, The Netherlands, 255–280.

- Ferreira, C. S. G., Nunes, B. A., Henriques-Almeida, J. M. M., Guilhermino, L. 2007. Acute toxicity of oxytetracycline and florfenicol to the microalgae *Tetraselmis chuii* and to the crustacean *Artemia parthenogenetica*. *Ecotox Environ Safety*, 67, 452-458.
- Fonseca, I. A., Siqueira, N. S., Rodrigues, L. 2009. Algas perifíticas a montante e a jusante do local de instalação de tanques-rede em tributários do reservatório de Rosana, Estado do Paraná, Brasil *Maringá*, 3,2, 135-141.
- Geller, W. and Müller, H. 1981. The filtration apparatus of Cladocera: filter mesh-sizes and their implications on food selectivity. *Oecologia (Berlin)* 49, 316-21.
- Giani, A., Figueiredo, C. C. 2007. Recorrência de Padrões Sazonais do Fitoplâncton num Reservatório Eutrófico. In: *Ecologia de Reservatórios: estrutura, função e aspectos Sociais*. Raoul Henry (ed) Botucatu: FUNDIBIO, 800p.
- Golterman, H. L.; Clymo, R. S.; Ohnstad, M. A. M. 1978. *Methods for physical and chemical analysis of freshwaters*. 2a. ed. Blackwell Scientific Publications, Oxford, 213p.
- Guntzel, A. M. 2000. *Variações espaço-temporais da comunidade zooplanctônica nos reservatórios do Médio e Baixo Rio Tietê/Paraná, SP*. 280f. Tese (Doutorado em Ciências) – Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- IBAMA - Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e Recursos Naturais. Renováveis. 2005. *Estatística da Pesca 2004: Brasil - grandes regiões e unidades da federal*. Brasília - DF. 98p.
- Henry, R. and Nogueira, M. G. 2007. A represa do Jurumum (São Paulo): primeira síntese sobre o conhecimento limnológico. In: *Ecologia de reservatórios: Estrutura, Função e Aspectos Sociais*. Henry, R. (ed.) Botucatu:FUNDIBIO, 800p.
- Jersabek, C.D., Segers, H. and Morris, P. J. 2003. An illustrated online catalog of the Rotifera in the Academy of Natural Sciences of Philadelphia (version 1.0: 2003-April-8). Available in: <http://rotifer.ansp.org/rotifer.php>. Access in: 14 dez. 2012.
- Koroleff, F. 1976. Total and organic nitrogen., Zn K.; *Methods of seawater analysis*. Verlag Chem, 167-181.
- Koste, W. 1978. *Hydrobiologia: Rotatoria die radertiere mitteleuropas, Ubeiordnung Monogonota*. Berlim: Gebriider Bormtrager.
- Kubtiza, F. 2000. *Tilápia: tecnologia e planejamento na produção comercial*. Desgaspari, São Paulo, Brazil.
- Loureiro, B. R., Costa, S. M., Macedo, C. F., Huszar, V. L., Branco, C. W. C. 2011. Zooplakton community in fish framing. *Bol. Inst. Pesca, São Paulo*, 37, 1, 47-60.
- Loureiro, B. R., Branco, C.W.C. Zaniboni Filho, E. 2012. Influence of net-cage fish farming on zooplankton biomass in the Itá reservoir, SC, Brazil *Acta Limnologica Brasiliensia*, 11p.

- MacCarthy, J. J., 1980 Nitrogen,. P.191-233. In: MORRIS, I. (eds). The physiological ecology of phytoplankton. Studies in Ecology 7, Blackwell Scientific Publications, Oxford, 625p.
- Mackereth, F. J. H; Heron, J.; Tailing, J. F. Water analysis: some revised methods for limnologists. Kendal, Titus Wilson & Son. Ltd, Freswat. Biol. Assoc. Scientific Publication, v. 36, 1978, 117p.
- Magurran, A. E. 2011. Medindo a diversidade biológica. Trad. Diana Moiana Vianna. Curitiba: Editora. da UFPR.
- Mallasen, M., Barros, H. P., Traficante, D. P., Camargo, A. L. S. Influence of a net cage tilapia culture on the water quality of the Nova Avanhandava reservoir, São Paulo State, Brazil Maringá, 2012, v.34, n.3, p.289-296.
- Margalef, R. 1983. Limnologia. Omega,1010p.
- Matsumura-Tundisi, T. 2007. Diversidade de zooplâncton em Represas do Brasil. In: Henry, R. (Ed) Ecologia de Reservatórios: Estrutura, Função e Aspectos Sociais. Botucatu: FUNDIBIO, 800p.
- Matsumura-Tundisi, T. and Tundisi, J.G. 2005. Plankton richness in a eutrophic reservoir (Barra Bonita Reservoir, SP, Brazil). **Hydrobiol., Aquatic Biodiversity II**, 542, 1, 367- 378.
- Matsumura-Tundisi, T., Luiza, A. P. and Tundisi, J. G.. 2000. Estado Trófico dos Reservatórios em Cascata do Médio e Baixo Tietê (SP) e Manejo para o Controle da Eutrofização. In: STRAŠKRABA, M. & TUNDISI, J.G. (eds.) Diretrizes para o Gerenciamento de Lagos. Volume 9: Gerenciamento da Qualidade da água de Represas. São Carlos: ILEC, IIE. 300p.
- Menezes, L. C. B. and Beiruty, Z. 2003. Impacts of aquaculture in cages on benthic community of Guarapiranga Reservoir, São Paulo, SP. Bol. Inst. Pesca, 29,77-86
- Negreiros, N. F. 2010. Variação anual da diversidade e produção secundária de Rotifera do Reservatório da UHE de Furnas –MG, Brasil. 212f. Dissertação (Mestrado em Ecologia e Recursos Naturais). Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- Ooms-Wilms, A. L., Postema, G. and Gulati, R. D. 1995. Evaluation of bacterivory of Rotifera based on measurements of in situ ingestion of fluorescent particles, including some comparisons with Cladocera. Journal of Plankton Research. 17,1057-1077.
- Orlova-Bienkowskaja, M. J. 1998. A revision of the cladoceran genus *Simocephalus* (Crustácea, Daphnidae). Bulletin of the Natural History Museum, London (Zoology series), 64,1, 1-62.
- Pagand, P., Blancheton, J-P, Lemoalle, J. and Casellas, C. 2000. The use of high rate algal ponds for the treatment of marine effluent from a recirculating fish rearing system. Aquaculture Research, 31,729-736.

Parques Aquícolas - Estudo Técnico-Científico Visando a Delimitação de Parques Aquícolas nos Lagos das Usinas Hidroelétricas de Furnas e Três Marias – MG. Relatório de Identificação de Áreas Tecnicamente Adequadas para a Instalação de Parques Aquícolas. Reservatório de Furnas. Belo Horizonte: UFMG. 2007, 348p.

Pedroso, C. S. and Rocha, O. Zooplankton and water quality of lakes of the northeast coast of Rio Grande do Sul state, Brazil. *Acta Limnologica Brasileira*, 2005, v.17,n.4, p.445 - 465.

Pinto-Coelho, R. M. and Corgosinho, P. H. C. 1998. Alterações na estrutura do zooplâncton em resposta a um gradiente de trofia no reservatório de Furnas, Minas Gerais. *Anais do VII Seminário Regional de Ecologia*, II,1173-1188.

Pinto-Coelho, R. M., Bezerra-Neto, J. F. and Moraes-JR, C. A. 2005. Effects of eutrophication on size and biomass of crustacean zooplankton in a tropical reservoir. *Brazilian Journal of Biology*, ,65, 2, 325-338.

Reid, J. W. 1985. Chave de identificação e lista de referências bibliográficas para as espécies continentais sulamericanas de vida livre da ordem Cyclopoida (Crustacea, Copepoda). Washington.

Reynolds, C.S. 1984. *The ecology of freshwater phytoplankton*. 1ª ed. Cambridge: Cambridge University Press, 384 p.

Rocha, O., Matsumura-Tundisi, T., Espíndola, E. L. G., Roche, K. F. and Rietzler, A. C. 1999. Ecological theory applies to reservoir zooplankton. In: Tundisi, J. G. & Straskraba, M. (eds) *Theoretical reservoir ecology and its applications*. International Institute of Ecology, 457-476.

Roche, K. F. and Rocha, O. 2005. Aspectos de Predação por Peixes em Lagos e Represas, com Enfoque na Planctivoria. In: *Ecologia Trófica de peixes: com ênfase na planctivoria em ambientes lênticos de água doce no Brasil*. Roche, K. F. e Rocha, O. (Eds). São Carlos: RiMa, 146p.

Rull Del Aguilla, L.M. 2001. Gradiente trófico no rio Sapucaí (Reservatório de Furnas – MG): relação com a distribuição do zooplâncton e os usos do solo. 82f. Dissertação (Mestrado em Ecologia, Conservação e Manejo da Vida Silvestre) - Instituto de Ciências Biológicas, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte.

Sampaio, E. V., Rocha, O., Matsumura-Tundisi, T. and Tundisi, J. G. 2002. Composition and abundance of zooplankton in the limnetic zone of seven reservoirs of the Paranapanema river, Brazil. *Brazilian Journal of Biology* 62, 3, 525-545.

Santos, R. M., Rocha, G. S., Rocha, O. and Santos-Wisniewski, M .J. 2009. Influence of net cage fish cultures on the diversity of the zooplankton community in the Furnas hydroelectric reservoir, Areado, MG, Brazil *Aquaculture Research*,40,753-76.

Santos-Silva, E. N. 2000. Revisão das espécies do “complexo nordestinus“ (Wright, 1935) de *Notadiaptomus* Kiefer, 1936 (Copepoda: Calanoida: Diaptomidae). Tese Universidade de São Paulo, São Paulo.

- Sarma, S.S.S., Nandini, S. and Gulati, R.D. 2005. Life history strategies of cladocerans: comparisons of tropical and temperate taxa. *Hydrobiologia*, 542, 315-333.
- Segers, H. 2007. Annotated checklist of the rotifers (Phylum Rotífera), with notes on nomenclature, taxonomy and distribution. *Zootaxa*, 1564, 1-104.
- Sendacz, S. 1993. Estudo da comunidade zooplancônica de lagoas marginais do rio Parana superior. São Paulo (Tese). Doutorado Instituto de Biociências/USP, São Paulo. 177p.
- Silva, W. M. and Matsumura-Tundisi, T. 2005. Taxonomy, ecology and geographical distribution of the species of the genus *Termocyclops* Kiefer, 1927 (Copepoda, Cyclopoida) in São Paulo state, Brazil, with description of a new species. *Brazilian Journal of Biology*, 65, 3, 521-531.
- Silva, L. C. 2011. Variação espacial e temporal da diversidade e biomassa da comunidade zooplancônica em 35 pontos do reservatório da UHE de Furnas – MG. 306f. Dissertação. Universidade Federal de São Carlos- Programa de Pós Graduação em Ecologia e Recursos Naturais, São Carlos.
- Sipaúba-Tavares, L. H. and Moreno, S. Q. 1994. Variação dos parâmetros limnológicos em um viveiro de piscicultura nos períodos de seca e chuva. *Ver. UNIMAR*, 16, 4, 229-242.
- Sipaúba-Tavares, L.H., Millan, R.N., Santeiro, R.M. 2010. Characterization of a plankton community in a fish farm. *Acta Limnologica Brasiliensia*, 22, 1, 60-69.
- Sinev, A.Y. and Elmoor-Loureiro, L. M. A. 2010. Three new species of chydorid cladocerans of subfamily Aloninae (Branchipoda: Anomopoda: Chydoridae) from Brazil. *Zootaxa* vol.2390, p.1–25.
- Smirnov, N.N. 1998. A revision of the genus *Camptocercus* (Anomopoda, Chydoridae, Aloninae). *Hydrobiologia*, 386, 63-83.
- Straskraba, M. Tundisi, J. G., Duncan, A. 1993. Introduction. In: Straskraba, M., Tundisi, J. G., Duncan, A. Comparative reservoir limnology and water quality management. Dordrecht: Klumer Academic Plubishers, 7-9.
- Strickland, J. D., Parsons, T. R. 1960. A manual of sea water analysis. *Bull. Fish. Res. Bd. Can.*, 125, 10-185.
- Sousa, F. D. R. and Elmour -Loureiro, L.M.A. 2008. Cladóceros fitófilos (Crustacea, Branchiopoda) do Parque Nacional das Emas, estado de Goiás. *Biota Neotropca*, 8,1,159-166.
- Teixeira, C.; Tundisi, J. G.; Kutner, M. B. 1965. Plankton studies in a mangrove. LI: The standing-stock and some ecological factors. *Bolm. Inst. Oceanogr.*, 24,23-41.
- Thomaz, S. M.. 1999. O papel ecologico da bacterias e teias alimentares microbianas nos ecossistemas aquáticos. In: Pompêo, M L. M. (Ed) *Perspectivas da Limnologia no Brasil*; São Luiz; Gráfica e Editora União, 147-167.
- Toledo, A. P. et al. 1983. A aplicação de modelos simplificados para avaliação do processo de eutrofização em lagos e reservatórios tropicais. In: Congresso brasileiro de Engenharia Sanitária e Ambiental, Camboriú.

Valderrama, J. C. 1981. The simultaneous analysis of total nitrogen and phosphorus in natural waters. *Mar. Chem.*, 10,109-22.

Warwick, R.M. 1986. A new method for detection pollution effects on marine macrobenthic communities. *Marine biology*, 92, 557-562.

Wetzel, R.G. 1993. *Limnologia*. Lisboa: Fundação Calouste Gulbekian, 1110 p.

Whittaker, R. H. 1965. Dominance and Diversity in Land Plant Communities. *Science* 147, 3655, 250-260.

Capítulo III: Ciclo de vida de *Scapholeberis armata freyi* Dumont & Pensaert, 1983 (Cladocera, Daphnidae)

Resumo

O conhecimento de parâmetros do ciclo de vida de organismos zooplanctônicos fornece importantes dados para o cálculo da produção secundária da espécie, além de informações sobre sua biologia. Este estudo visou obter informações sobre o ciclo de vida de *Scapholeberis armata freyi* Dumont & Pensaert, 1983 (Cladocera, Daphnidae), cultivada em laboratório. Os experimentos foram mantidos com temperatura de 23,0°C, fotoperíodo de 12 horas luz/12 horas escuro e alimentação (suspensão da alga clorofícea *Pseudokirchneriella subcapitata* na concentração de 10^5 cels mL⁻¹ e uma suspensão mista de fermento e ração de peixes em igual proporção) constantes. As observações foram feitas uma ou duas vezes ao dia para o acompanhamento do crescimento do corpo, idade, comprimento da primipara, fecundidade e longevidade. A primipara da espécie ocorreu com 5,86 dias e comprimento médio de 542 µm. A média do comprimento máximo foi 827 µm. A fecundidade média de *S. armata freyi* foi de 8 ovos fêmea⁻¹ ninhada⁻¹ e o número total de ovos produzidos por fêmea durante todo o ciclo de vida foi, em média, 47,58 ovos. O tempo de desenvolvimento embrionário foi de 1,9 dias e a longevidade máxima foi de 31 dias. Os parâmetros do ciclo de vida de *S. armata freyi* obtidos neste estudo são próximos aos encontrados para outras espécies da família Daphnidae cultivadas nas mesmas condições de temperatura e fotoperíodo. No entanto, a longevidade foi maior do que a observada para espécies que receberam apenas alga como alimento. A qualidade e quantidade de alimento são fatores que controlam a produção secundária em ecossistemas aquáticos e um incremento na alimentação aumenta a longevidade, desenvolvimento e produção de ovos. Conclui-se que a maior longevidade e produção de ovos observada para *S. armata freyi* pode influenciar a produção secundária desta espécie.

Palavras-chave: Anomopoda, zooplâncton, longevidade, fecundidade, crescimento.

Introdução

O conhecimento do ciclo de vida de espécies zooplanctônicas possibilita uma melhor compreensão do papel de cada espécie na comunidade, fornece dados para estudos de produtividade secundária e informações sobre sua biologia (Santos-Wisniewski et al. 2006).

Fatores ambientais podem influenciar o crescimento, reprodução e sobrevivência de espécies zooplanctônicas. Entre esses fatores, a qualidade dos alimentos e temperatura são os mais importantes. O tempo de desenvolvimento depende da temperatura, enquanto que a fecundidade está relacionada com a disponibilidade de alimentos (Bottrell et al. 1976). Crescimento e reprodução são características da espécie influenciadas pelas condições ambientais, e os parâmetros do ciclo da espécie de vida são utilizados indiretamente para conhecer sua biologia e distribuição em ambientes específicos, juntamente com observações de campo (Güntzel et al. 2003).

Cladóceros se reproduzem de forma assexuada por partenogênese, um processo em que ovos não fertilizados dão origem às fêmeas amícticas. Em condições desfavoráveis, como superpopulações, baixas temperaturas e escassez de alimentos, são produzidos machos (Rocha & Güntzel 2000). Por atingir a maturidade rapidamente, o crescimento das populações de Cladocera e sua produção de ovos são elevadas (Melão 1999).

Cladocera é um grupo tipicamente de água doce encontrado em ambientes lênticos de todo o mundo. As espécies encontradas no Brasil estão distribuídas em sete famílias, e Daphnidae é numericamente abundante. Assim, muitos estudos têm sido feitos sobre taxonomia, abundância, morfologia e distribuição de Daphnidae e alguns aspectos de sua biologia e ecologia (Matsumura Tundisi-1984, Rocha & Matsumura Tundisi, 1990, Fryer de 1991, Fonseca & Rocha 2004, Rietzler et al. 2008).

Scapholeberis armata freyi pertence à família Daphnidae e subfamília Scapholeberinae (Dumont & Pensaert 1983). A espécie *Scapholeberis armata* tem distribuição limitada aos Estados Unidos e Canadá, no entanto, a subespécie *S. armata freyi* foi encontrada no Paraguai, México (Ciros-Perez & Elias Gutierrez-1996) e no Brasil (Elmoor Loureiro-2000). Representantes da família Daphnidae geralmente ocorrem na zona limnética de ambientes aquáticos, no entanto, *S. armata* é encontrado na zona litoral, onde vivem ligadas ao filme de tensão superficial com a água (Rocha & Güntzel 2000).

Estudos sobre o ciclo de vida realizados no Brasil visam a produção desses animais em grande escala para utilização como alimento para peixes (Sipaúba-Tavares 1988, Sipaúba-Tavares & Rocha 1994) e alguns visam estudos de produção secundária (Rocha & Matsumura Tundisi-1984, 1990, Hardy & Duncan 1994, Melão 1997).

Neste trabalho foram obtidos dados sobre o ciclo de vida do *S. armata freyi*, o que pode contribuir para estudos de produção secundária de ecossistemas de água doce do Brasil e outros países, onde esta espécie ou espécies semelhantes ocorrem. O comprimento corporal, crescimento, tempo de desenvolvimento embrionário e fecundidade obtidos a partir do ciclo de vida são utilizados nos cálculos da produção secundária.

Materiais e Métodos

Os organismos utilizados para o experimento foram coletados em uma lagoa no distrito de Heliadora (22 ° 29 '12 "S e 45 ° 36' 68" W), na região sul de Minas Gerais, Brasil, com o auxílio de uma rede de plâncton com abertura de malha de 68µm por meio de arrastos verticais e horizontais. A amostragem foi realizada próxima ao banco de macrófitas na região litorânea da lagoa. Em laboratório, as fêmeas partenogênicas de *S. armata freyi* foram isoladas em béqueres de 2L contendo água reconstituída. Essa cultura possui pH de 7,6, condutividade elétrica de 140µS cm⁻¹ e dureza de 46 mg L⁻¹ CaCO₃. O experimento foi mantido em câmara de germinação com temperatura (23,0°C ± 0,5°C) e fotoperíodo (12 h luz/12 h escuro) constantes. A alimentação também foi constante e consistiu em uma suspensão da clorofícea *Pseudokirchneriella subcapitata* na concentração de 10⁵ cells mL⁻¹, cultivada em meio Chu 12, e uma suspensão mista de levedura e ração para peixe (ABNT 2009) em igual proporção (1:1).

Os organismos foram aclimatados por 10 gerações (30 dias). Dez fêmeas partenogênicas foram isoladas até produzirem ovos. Os 30 indivíduos recém-nascidos com menos de 24h de idade foram transferidos para frascos de polietileno com 50 mL de água reconstituída e mantidos em câmara de germinação com temperatura, fotoperíodo e alimentação constantes, nas condições especificadas acima. Estes organismos foram utilizados para a observação dos parâmetros do ciclo de vida da espécie. O meio de cultura e a alimentação foram renovados a cada dois dias. Os animais foram observados ao microscópio estereoscópico uma ou duas vezes por dia para determinar o número de ovos produzidos por ninhada e a longevidade. O crescimento corporal de cada organismo foi determinado com o auxílio do microscópio estereoscópico e uma régua com aumento de 40X.

Os parâmetros do ciclo de vida foram obtidos por ajuste da curva não-linear pelo método de minimização qui-quadrado usando algoritmo Levenberg-Marquardt (Moré 1978) no software Origin 8.0.

Resultados

Os parâmetros do ciclo de vida de *S. armata freyi* estão apresentados na Tabela 1. As neonatas possuem comprimento médio de $281 \pm 21 \mu\text{m}$, atingiram a maturidade com $5,86 \pm 1,00$ dias, com um comprimento médio de $542 \pm 44 \mu\text{m}$. O tempo médio de desenvolvimento embrionário foi de $1,90 \pm 0,37$ dias.

Durante o seu ciclo de vida, *S. armata freyi* produziu em média $7,00 \pm 1,80$ ninhadas com uma fecundidade média de 8 ± 3 ovos por ninhada. A produção de ovos aumentou a medida que os organismos ficaram mais velhos, como apresentado na figura 1. A produção de ovos média e máxima ao longo de toda a vida foi de 65 e 98 ovos por fêmea, respectivamente.

No presente estudo, três instares juvenis e 10 instares ao longo de todo o ciclo de vida foram registrados para *S. armata freyi*. A longevidade máxima foi de 31 dias e longevidade média foi de 23 ± 4 dias.

O comprimento máximo foi de $827 \pm 51 \mu\text{m}$, em média. A curva do crescimento individual médio é mostrada na Figura 2.

Tabela 1. Parâmetros do ciclo de vida de *Scapholeberis armata freyi* (Cladocera, Daphnidae) cultivada a $23.0 \pm 0,5^\circ\text{C}$, com fotoperíodo de 12h luz/12h escuro, alimentada com uma suspensão de *Pseudokirchneriela subcapitata* (10^5 cells mL^{-1}) e alimento composto, fermento e ração para peixe, em igual proporção.

Parâmetros do ciclo de vida	Valores
Tamanho máximo médio de adultos (μm)	827 ± 21
Tamanho médio da neonata (μm)	281 ± 21
Tamanho médio da primipara (μm)	542 ± 44
Tamanho mínimo da primipara (μm)	400
Número de instares entre neonatas e primíparas	3
Número máximo de instares no ciclo de vida	7
Número médio de ovos no ciclo de vida	$47,58 \pm 6,27$
Fecundidade média (ovos /fêmea/ninhada)	8
Longevidade máxima (dias)	31
Longevidade média (dias)	23 ± 4
Tempo médio de desenvolvimento embrionário (dias)	1.9 ± 0.37
Idade da primipara (dias)	$5,86 \pm 1$

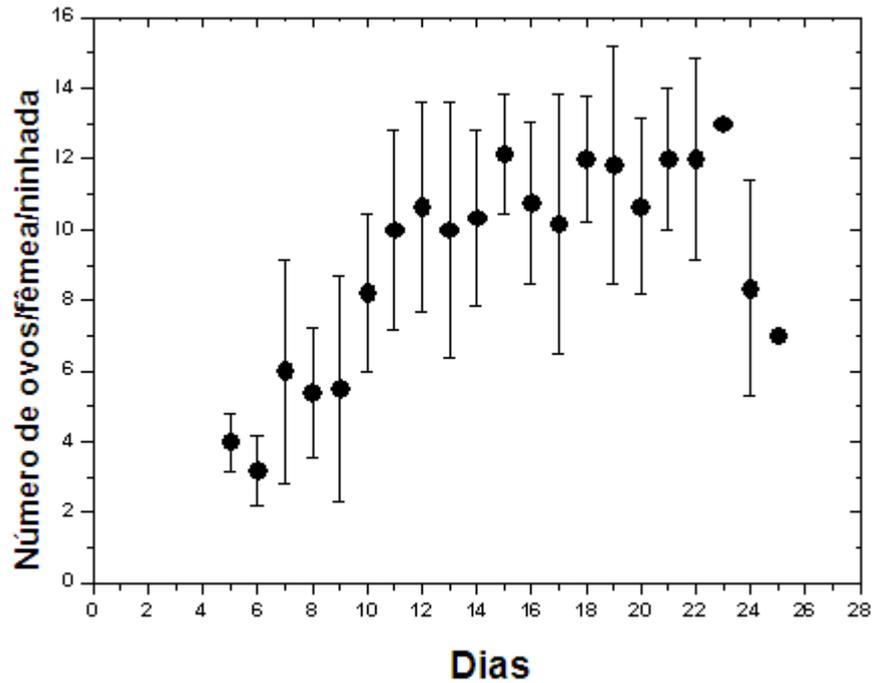


Figura 1. Fecundidade média (número de ovos/fêmea/ninhada) de *Scapholeberis armata freyi* (Cladocera, Daphnidae) cultivada a $23.0 \pm 0,5^\circ\text{C}$, com fotoperíodo de 12h luz/12h escuro, alimentada com uma suspensão de *Pseudokirchneriela subcapitata* (10^5 cells mL^{-1}) e alimento composto, fermento e ração para peixe, em igual proporção.

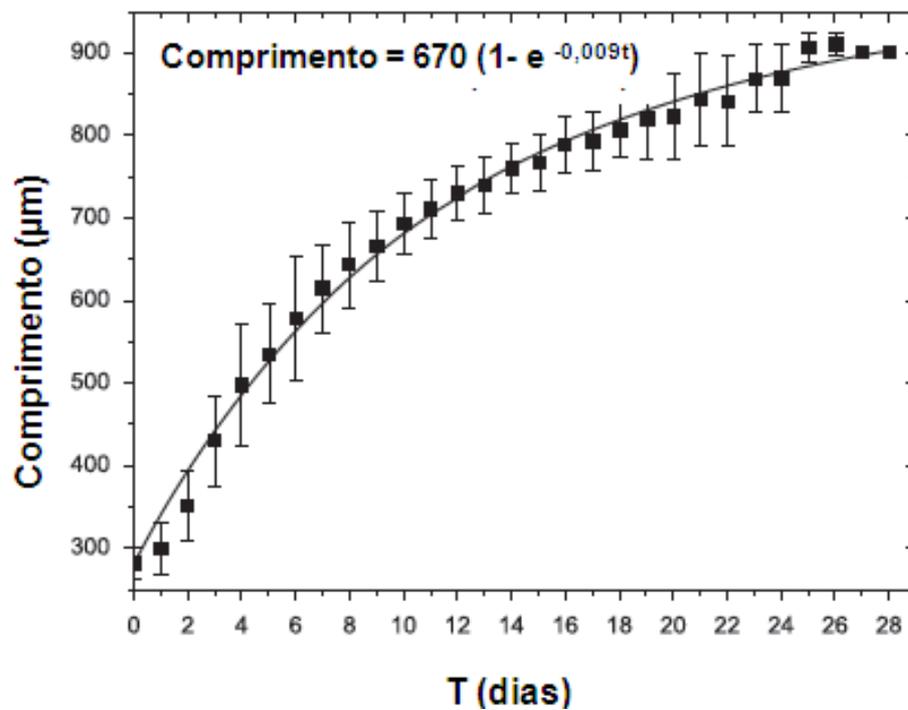


Figura 2. Crescimento individual médio de *Scapholeberis armata freyi* (Cladocera, Daphnidae) cultivada a $23.0 \pm 0,5^\circ\text{C}$, com fotoperíodo de 12h luz/12h escuro, alimentada com uma suspensão de *Pseudokirchneriela subcapitata* (10^5 cells mL^{-1}) e alimento composto, fermento e ração para peixe, em igual proporção.

Discussão

Os resultados para o tempo de desenvolvimento embrionário (EDD), idade da primipara (PA), fecundidade (F), longevidade (L) e temperatura do experimento (T) de diversas espécies de Daphnidae são comparados (Tabela 2).

A idade da primipara de *S. armata freyi* foi próxima a observada para *Simocephalus serrulatus* por Melão (1997). Entretanto, a maturidade de *S. armata freyi* ocorreu mais tarde quando comparada com *Ceriodaphnia silvestrii* (Fonseca & Rocha, 2004), *Daphnia laevis* e *Daphnia ambigua* (Rocha & Matsumura-Tundisi 1990) a uma temperatura de 25 ± 2 °C. A idade da primipara aumenta como consequência da menor temperatura do experimento, 23°C no presente estudo, e 25 °C para as três espécies mencionadas acima. No entanto, a idade da primeira reprodução de *S. armata freyi* foi mais cedo do que o observado para *D. gessneri* sob temperatura de 22 °C (Hardy & Duncan 1994). Como a diferença de temperatura entre os experimentos é pequena, provavelmente a espécie *C. silvestrii*, *D. ambigua* e *D. laevis* atingem a maturidade mais cedo do que *S. armata freyi* porque estas espécies são típicas da região limnética, onde a predação por peixes planctívoros é mais elevada, o que acelera a maturação destes organismos. Isto não ocorre com *S. armata freyi*, típica da região litorânea. Ela pode alocar mais energia para o crescimento do corpo e, depois, investe em reprodução, uma vez que na região litoral há uma maior disponibilidade de alimentos (Sarma et al. 2005).

A duração do desenvolvimento embrionário de *S. armata freyi* foi semelhante ao encontrado para *S. serrulatus* a 25 °C (Melão 1997). A mesma autora obteve 2,58 dias para o desenvolvimento embrionário de *S. serrulatus* a 20 °C. Assim, com o aumento da temperatura da água, a duração do tempo de desenvolvimento embrionário diminui. Comparado com espécies de outras famílias de Cladocera, o tempo de desenvolvimento embrionário de *S. armata freyi* é próximo aos 1,96 dias, registrado para *Chydorus pubescens* (Santos-Wisniewski et al 2006), e maior do que 1 dia observada para *Moina minuta* (Murugan 1975).

A fecundidade média em algumas espécies desta família foi maior do que a registrada para *S. armata freyi*, tais como *S. serrulatus* (Melão 1997). *D. laevis* também apresentou alta fecundidade (Rocha & Matsumura Tundisi-1990). Normalmente, as espécies maiores têm um maior número de ovos em comparação com as espécies menores (Melão 1997), tais como *S. serrulatus* (22 ovos fêmea⁻¹ ninhada⁻¹) e *D. laevis* (14,3 ovos fêmea⁻¹ ninhada⁻¹) que são maiores que *S. freyi armata*.

Durante o seu ciclo de vida, *S. armata freyi* produziu uma média de $7,0 \pm 1,8$ ninhadas com uma fecundidade média de 8 ± 3 ovos fêmea⁻¹ ninhada⁻¹. A fecundidade média aumentou à medida que o individuo ficou mais velho. Assim, na primeira ninhada são produzidos em

média, de 3 a 4 ovos, enquanto que na terceira ninhada, este número aumentou para 8 ovos, e na sexta ninhada aumenta para 12 ovos, no entanto, cai para 9 ovos na última ninhada. Um padrão semelhante foi observado para *Macrothrix flabelligera*, onde a produção aumentou de 5 para 18,5 ovos, a partir da quinta ninhada (Güntzel et al. 2003). Provavelmente, nas primeiras ninhadas, *S. armata freyi* investe mais energia no crescimento do corpo e produz poucos ovos. Em torno do 14º dia de vida, a taxa de crescimento do corpo diminui e mais energia é alocada para a reprodução. Perto do fim da vida a produção de ovos diminui novamente.

A produção total de ovos durante todo o ciclo de vida de *S. armata freyi* (98 ovos fêmea⁻¹) é baixa comparada com a observada para *Scapholeberis kingi* (239 ovos fêmea⁻¹) com temperaturas de 28 a 30 °C (Murugan & Sivaramakrishnan 1976). O comprimento corporal de *S. kingi* varia de 400 µm a 1000 µm, portanto, o tamanho é maior do que o de *S. armata* (281 µm a 827 µm). A temperatura mais alta durante o estudo foi responsável pela alta fecundidade de *S. kingi*, porque o aumento da temperatura acelera os processos metabólicos e afeta a reprodução (Sarma et al. 2005).

Durante o estudo, três instares juvenis e sete instares adultos foram observados para *S. armata freyi*. O número de instares juvenis aproxima-se do registrado para *S. Kingi*, dois instares juvenis e 17 adultos (Murugan & Sivaramakrishnan 1976). De acordo com Bottrell (1975), o número de instares juvenis em Cladocera é de três a oito, e geralmente é constante para cada espécie. Para Melão (1999), o número de instares juvenis varia entre dois e quatro, não ultrapassando seis. No entanto, o número de instares pode ser maior do que o registrado, pois a neonata sofre mudas que não são registradas (Kotov 1997).

De acordo com Dumont (1987), algumas espécies investem mais energia no crescimento corporal e pouca na reprodução, enquanto outras investem mais energia na reprodução e menos no crescimento corporal. Neste estudo, verificou-se que o crescimento do organismo é rápido até o sexto dia de vida, quando ocorre a primípara. Embora continuem a crescer depois de atingir a maturidade, os organismos passam a investir mais energia na reprodução, e a taxa de crescimento é mais lenta.

Comparada com outras espécies de Cladocera, a longevidade de *S. armata freyi* é semelhante à observada para *Euryalona orientalis* (23,8 dias) (Venkataraman, 1990) e *Leydigia acanthocercoides* (23,2 dias) (Murugan & Job, 1982). No entanto, estes dois últimos estudos foram realizados a temperaturas elevadas, 28 e 30 ° C, respectivamente.

Os parâmetros do ciclo de vida de *S. armata freyi* são semelhantes aos encontrados para outras espécies de Daphnidae cultivado sob as mesmas condições (temperatura e

fotoperíodo). A idade da primipara e o tempo de desenvolvimento embrionário de *S. armata freyi* foram próximos aos observados para *S. serrulatus*. No entanto, a longevidade de *S. armata freyi* foi maior do que a observada para *S. serrulatus* e *Ceriodaphnia cornuta* (Melão, 1997), pois nestes experimentos a fonte de alimentação foi somente algas, enquanto que no presente estudo, foram oferecidos algas e alimento composto. A qualidade e quantidade de alimentos são fatores que controlam a produção secundária em ecossistemas aquáticos (Santos et al. 2010) e uma maior disponibilidade de alimentos aumenta a produção de ovos e a longevidade (Santos et al. 2006), assim, a maior longevidade e produção de ovos observadas para *S. armata freyi* podem influenciar sua produção secundária.

De acordo com Sarma et al. (2005), em regiões tropicais a disponibilidade de alimentos e temperatura da água são maiores do que em regiões temperadas. Portanto, através da oferta de mais alimentos (ou alimento de melhor qualidade) durante o experimento e a temperatura da água cada vez maior, as condições aproximam-se as encontradas nos trópicos. Assim, sob condições naturais, a variação da temperatura da água, do fotoperíodo e da disponibilidade de alimento são provavelmente os principais fatores responsáveis por variações na longevidade, duração do tempo de desenvolvimento embrionário e idade da primipara.

Tabela 2. Comparação dos parâmetros do ciclo de vida de espécies de Daphnidae (dados do presente estudo e da literatura). DE = tempo do desenvolvimento embrionário (dias), IP = idade da primipara (dias), F = fecundidade (ovos/fêmea/ninhada), L = longevidade (dias) e T = temperatura (°C).

Species	DE	IP	F	L	T	Author
<i>Scapholeberis armata freyi</i>	1.9	5.2	8	23	23	present study
<i>Scapholeberis kingi</i>				20	28 a 30	Murugan & Sivaramakrishnan, 1976
<i>Ceriodaphnia sivestrii</i>		3 a 4	9.46	29.8	25	Rocha, 2004
<i>Ceriodaphnia cornuta</i>			6.1	19		Dehui, 1989
<i>Ceriodaphnia cornuta</i>	3.24	4.76	2.2	9.8	20	Melão, 1997
<i>Simocephalus serrulatus</i>	2.58	5.18	22	13.4	20	Melão, 1997
<i>Daphnia laevis</i>	2	4.92	14.3		25	Rocha & Matsumura -Tundisi,1990
<i>Daphnia gessneri</i>	2	7.38	9.07		22	Hardy & Duncan, 1994
<i>Daphnia ambigua</i>	2	4.25	7.12		25	Rocha & Matsumura -Tundisi,1990

Referências

- ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE NORMAS TÉCNICAS – ABNT. 2009. NBR 12713: Ecotoxicologia aquática – toxicidade aguda- método de ensaio com *Daphnia* spp. (Cladocera, Crustacea). ABNT, Rio de Janeiro, 23p.
- BOTTRELL, H.H. 1975. Generation time, length of life, instar duration and frequency of moulting, and their relationship to temperature in eight species of Cladocera from the River Thames, Reading. *Oecologia* 19:129-140.
- BOTTRELL, H.H., DUNCAN, A., GLIWICZ, Z.M., HERZIG, A., HILLBRICHT-ILKOWSKA, A., KURASAWA, H., LARSSON, P. & WEGLENSKA, T. 1976. A review of some problems in zooplankton production studies. *Brow. J. Zool.* 24:419-456.
- CIROS-PEREZ, J. & ELIAS-GUTIERREZ, M. 1996. Nuevos registros de cladóceros (Crustacea: Anomopoda) en México. *Rev. Biol. Trop.* 44(1):297-304.
- DUMONT, H.L. 1987. A population study of *Scapholeberis rammneri* Dumont and Pensaert (Cladocera: Daphniidae). *Hydrobiologia* 145:275-284.
- DUMONT, H.J. & PENSAERT, J. 1983. A revision of the Scapholeberinae (Crustacea: Cladocera) *Hydrobiologia* 100:3-45.
- ELMOOR-LOUREIRO, L.M.A. 2000. Ocorrência de *Scapholeberis armata freyi* Dumont & Pensaert (Crustacea: Anomopoda, Daphniidae) no estado de São Paulo, Brasil. *Rev. Bras. Zool.* 17(1):301-302.
- FONSECA, A. L. & ROCHA, O. 2004. The life-cycle of *Ceriodaphnia silvestrii* Daday, 1902 a Neotropical endemic species (Crustacea, Cladocera, Daphniidae). *Acta Limnol. Bras.* 16(4):318-329.
- FRYER, G. 1991. Functional Morphology and the Adaptive Radiation of the Daphniidae (Branchiopoda: Anomopoda) *Phil. Trans. R. Soc. London B* 331:1-99.
- GÜNTZEL, A. M., ROCHA, O. & MATSUMURA-TUNDISI, T. 2003. Life cycle of *Macrothrix flabelligera* Smirnov, 1992 (Cladocera, Macrothricidae) recently reported for the Neotropical region. *Hydrobiologia* 490(1-3):87-92.
- HARDY, E. & DUNCAN, A. 1994. Food concentration and temperature effects on life cycle characteristics of tropical Cladocera (*Daphnia gessneri* Herbst, *Diaphanosoma sarsi* Richard, *Moina reticulada* (Daday): I. Development time. *Acta Amazonica* 24:119-134.
- KOTOV, A.A. 1997. A special moult after the release of the embryo from the brood pouch of Anomopoda (Branchiopoda, Crustacea): a return to an old question. *Hydrobiologia* 354:83-87.
- MATSUMURA-TUNDISI, T. 1984. Occurrence of species of the genus *Daphnia* in Brazil. *Hydrobiologia* 112:161-165.
- MELÃO, M.G.G. 1997. A comunidade planctônica (fitoplâncton e zooplâncton) e produtividade secundária do zooplâncton de um reservatório oligotrófico. Tese de doutorado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.

- MELÃO, M.G.G. 1999. Desenvolvimento e Aspectos Reprodutivos de Cladóceros e Copépodos de Águas Continentais Brasileiras. In *Perspectivas da Limnologia no Brasil* (M.L.M. Pompêo, org.). Gráfica e Editora União, São Luís, p.45-57.
- MORÉ, J.J. 1978. The Levenberg- Marquardt algorithm: Implementation and theory. *Lect. Notes Math.* 630:105-116.
- MURUGAN, N. 1975. Egg production, development and growth in *Moina micrura* Kurz (1874) (Cladocera: Moinidae). *Freshw. Biol.* 5:245-250.
- MURUGAN, N. & SIVARAMAKRISHNAN, K.G. 1976. Laboratory studies on the longevity, instar duration, growth, reproduction and embryonic development in *Scapholeberis kingi* Sars (1903) (Cladocera: Daphnidae). *Hydrobiologia* 50:75-80.
- MURUGAN, N. & JOB, S.V. 1982. Laboratory studies on the life cycle *Leydigia acanthocercoides* Fisher (1854) (Cladocera: Chydoridae). *Hydrobiologia* 89:9-16.
- RIETZLER, A.C., ROCHA, O., ROCHE, K.F. & RIBEIRO, M.M. 2008. Laboratory demonstration of morphological alterations in *Ceriodaphnia cornuta* Sars (1885) fa *rigaudi* induced by *Chaoborus brasiliensis* Theobald (1901). *Braz. J. Biol.* 68(2):453-454. PMID:18660979.
- ROCHA, O. & MATSUMURA-TUNDISI, T. 1984. Biomass and production of *Argyrodiaptomus furcatus*, a tropical calanoid copepod in Broa Reservoir, southern Brazil. *Hydrobiologia* 113:307-311.
- ROCHA, O. & MATSUMURA-TUNDISI, T. 1990. Growth rate, longevity and reproductive performance of *Daphnia laevis* Berge, *D. gessneri* Herbst and *D. ambigua* Scounfield in laboratory cultures. *Rev. Bras. Biol.* 50(4):915-921.
- ROCHA, O. & GUNTZEL, A.M., 2000. Crustacea Branchiopoda. In *Invertebrados de água doce* (D. Ismael, W.C. Valente, T. MatsumuraTundisi & O. Rocha, eds.). BIOTA/FAPESP, São Paulo, v.4, p.109-120.
- SARMA, S.S.S., NANDINI, S. & GULATI, R.D. 2005. Life history strategies of cladocerans: comparisons of tropical and temperate taxa. *Hydrobiologia* 542:315-333.
- SANTOS, M.A.P.F., MELÃO, M.G.G. & LOMBARDI, A.T. 2006. Life history characteristics and production of *Ceriodaphnia silvestrii* Daday (Crustacea, Cladocera) under different experimental conditions. *Acta Limnol. Bras.* 18(2):199-212.
- SANTOS, R.M., NEGREIROS, N.F., SILVA, L.C., ROCHA, O. & SANTOS-WISNIEWSKI, M.J. 2010. Biomass and production of Cladocera in Furnas Reservoir, Minas Gerais, Brazil. *Braz. J. Biol.* 70(3suppl.):879-887.
- SANTOS-WISNIEWSKI, M.J., ROCHA, O. & MATSUMURA-TUNDISI, T. 2006. Aspects of the Life Cycle of *Chydorus pubescens* Sars, 1901 (Cladocera, Chydoridae). *Acta Limnol. Bras.* 18(3):305-310.
- SIPAÚBA-TAVARES, L.H., 1988. Utilização do plâncton na alimentação de larvas e alevinos de peixes. Tese de doutorado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.

SIPAÚBA-TAVARES, L.H. & ROCHA, O., 1994. Cultivo em larga escala de organismos planctônicos para a alimentação de larvas e alevinos de peixes: I-algas clorofíceas. *Biotemas* 6(11):93-106.

VENKATARAMAN, K. 1990. Life-history studies on some cladoceran under laboratory conditions. *J. And. Sci. Assoc.* 6:127-132.

Capítulo IV: História de Vida e DNA *barcode* de *Oxyurella longicaudis* (Birgei, 1910) (Cladocera, Chydoridae)

Resumo

O estudo do ciclo de vida de fêmeas partenogênicas de *Oxyurella longicaudis* foi analisado em laboratório sob temperatura, fotoperíodo e alimentação constantes. Foram obtidos o tempo de desenvolvimento embrionário, pós-embrionário, fecundidade média, produção total de ovos, longevidade média e crescimento corporal da espécie. A produção total de ovos foi menor do que a observada para outras espécies da família Chydoridae, já que apresentou um maior tempo de desenvolvimento embrionário e pós embrionário. Também é apresentado o DNA *barcode* para *Oxyurella longicaudis* isolado do Brasil, a primeira caracterização da região COI de Chydoridae brasileiros e a primeira seqüência descrita para esta espécie, a fim de facilitar a identificação em futuros estudos ecológicos da comunidade zooplânctônica.

Palavras-chave: áreas prioritárias para conservação; zooplâncton; bionomia.

O artigo será submetido à revista Zoological Studies.

Introdução

Os cladóceros constituem um importante grupo do zooplâncton de água doce, com grande participação na transferência de energia e na rede trófica aquática (Rocha et al 2011). Em lagos e pequenas lagoas representam um elo na cadeia alimentar ao consumirem fitoplâncton e ao serem predados por outros invertebrados e peixes (Sarma et al 2005). Os cladóceros podem ser filtradores, como os membros das famílias Sididae, Moinidae e Daphnidae ou raspadores como os Macrothricidae e Chydoridae (Elmoor-Loureiro, 2007, Castilho-Noll, 2010). Estes últimos se alimentam rastejando em superfícies de sedimentos ou macrófitas. Além disso, estudos demonstram que cladóceros com aparelho filtrador de malha fina se alimentam de pequenos protozoários e da flora microbiana de ambientes aquáticos, enquanto que os demais se alimentam de bactérias associadas às algas (Geller e Muller 1981, Ooms-Wilms et al 1995).

Segundo Frey (1980), os representantes da família Chydoridae são encontrados na região litorânea dos corpos d'água onde vivem associados às macrófitas, perifiton e sedimento. A distribuição dos membros da família Chydoridae está diretamente relacionada à presença de macrófitas, na maioria das vezes ocorrendo em uma associação espécie específica (Sacherová e Hebert 2003).

Oxyurella longicaudis é um representante da família Chydoridae. Esta espécie foi registrada na América do Norte e do Sul. No Brasil ocorre no nordeste (Ceará, Pernambuco, Bahia e Maranhão), Centro Oeste (Mato Grosso, Mato Grosso do Sul, Goiás) e no sudeste (Rio de Janeiro e São Paulo) (Elmoor-Loureiro, 2007, Van Damne e Dumont 2010, Rocha et al 2011).

Estudos envolvendo o ciclo de vida de Cladocera são importantes, pois proporcionam um maior conhecimento sobre a biologia destes animais, além de fornecer dados para o cálculo da produção secundária em ambientes aquáticos, dinâmica de populações e interações na cadeia alimentar e ecotoxicológicas com o objetivo de controlar a qualidade ambiental (Melão, 1997, Santos-Wisniewski, et al. 2006, Freitas e Rocha 2006). Em todo o mundo foram realizados diversos trabalhos enfocando o ciclo de vida de espécies da família Chydoridae, das subfamílias Aloninae e Chydorinae (Bottrell, 1975, Murugan e Job 1982, Robertson, 1988, Venkataraman, 1990, Sharma e Sharma 1998, Martinez-Jeronimo e Gomez-Díaz 2011). No Brasil, os estudos sobre o ciclo de vida de Chydoridae foram desenvolvidos por Melão (1997) com *Chydorus dentifer* e *Acroperus harpae* e por Santos-Wisniewski (2006) com *Chydorus pubescens*. Foi observada grande variação no ciclo de vida, com uma

duração variando de 9 a 25 dias, sendo a maior longevidade registrada para *Chydorus pubescens* na temperatura de 23,6°C.

Atualmente a identificação molecular através do DNA *barcode* tem sido útil para estudos ecológicos, pois permite a discriminação e identificação de espécies crípticas. O DNA *barcode* compreende a análise da sequência parcial do gene mitocondrial citocromo oxidase I (COI). Sua diversidade tem sido utilizada para identificação e descoberta de novas espécies em muitos grupos animais (Hebert et al 2003), incluindo Crustacea (Costa et al 2007). O DNA *barcode* já foi determinado para algumas espécies de Chydoridae (Sacherová e Hebert 2003, Elías-Gutierrez et al 2008, Elías-Gutierrez e Valdez-Moreno 2008).

Diante disso, o objetivo deste estudo foi conhecer os aspectos do ciclo de vida de fêmeas partenogênicas de *O. longicaudis* e caracterizar seu DNA *barcode* para facilitar identificações futuras em estudos ecológicos.

Área de estudo e época de coleta

A coleta foi realizada em 07 de julho de 2010, na lagoa Epamig (21°56'33''S 45°18'56''W) localizada em uma região prioritária para conservação na Serra da Mantiqueira, Minas Gerais, Brasil. Esta lagoa é oligotrófica, com pH ligeiramente ácido (5,7), boa oxigenação (9,1mg L⁻¹) e baixa condutividade elétrica (31 µs cm⁻¹), apresenta pequena extensão (aproximadamente 60 x 30m), pequena profundidade e um extenso banco de macrófitas. Está situada em frente ao Parque estadual Nova Baden, com um grande fragmento florestal, e próximo a plantação de arroz.

Materiais e métodos

Amostragem e aclimação

Os organismos utilizados para o experimento foram coletados na lagoa Epamig com o auxílio de uma rede de plâncton com abertura de malha de 68µm por meio de arrastos verticais e horizontais. A amostragem foi realizada próxima ao banco de macrófitas na região litorânea da lagoa. Em laboratório, as fêmeas partenogênicas de *O. longicaudis* foram isoladas em béqueres de 2L contendo água reconstituída. Essa cultura possui pH de 7,6, condutividade elétrica de 140µS cm⁻¹ e dureza de 46 mg L⁻¹ CaCO₃. O experimento foi mantido em câmara de germinação com temperatura (23,0°C ± 0,5°C) e fotoperíodo (12 h luz/12 h escuro) constantes. A alimentação também foi constante e consistiu em uma suspensão da clorofícea *Pseudokirchneriella subcapitata* na concentração de 10⁵ cells mL⁻¹,

cultivada em meio Chu 12, e uma suspensão mista de levedura e ração para peixe (USEPA 1994, ABNT 2005) em igual proporção (1:1).

Ciclo de Vida

Os organismos foram aclimatados por 10 gerações (30 dias). Dez fêmeas partenogenéticas foram isoladas até produzirem ovos. Os 30 indivíduos recém-nascidos com menos de 24h de idade foram transferidos para frascos de polietileno com 50 mL de água reconstituída e mantidos em câmara de germinação com temperatura, fotoperíodo e alimentação constantes, nas condições especificadas acima. Estes organismos foram utilizados para a observação dos parâmetros do ciclo de vida da espécie. O meio de cultura e a alimentação foram renovados a cada dois dias. Os animais foram observados ao microscópio estereoscópico uma ou duas vezes por dia para determinar o número de ovos produzidos por ninhada e a longevidade. O crescimento corporal de cada organismo foi determinado com o auxílio do microscópio estereoscópico e uma régua com aumento de 50X.

DNA *barcode*

Para a análise do DNA *barcode* os espécimes foram fixados em EtOH a 95% e colocou-se em água pura, durante 12 h anteriores a extração para a limpeza. O DNA genômico foi extraído utilizando extração com fenol e precipitação com etanol (Bucklin, 2000). Para amplificar o gene mitocondrial COI, os primers universais, LCO 1490 e HCO2198 (Folmer et al. 1994) foram utilizados. A reação de PCR teve um volume total de 25 µl e foram realizadas de acordo com Ivanova et al. (2009), utilizando Platinum Taq (Invitrogen) como enzima. As conduções de PCR foram 94 °C durante 2 min e com desnaturação inicial de 40 ciclos de 94 °C por 40 segundos, 55 °C durante 40s e 72 °C durante 1 min. O sequenciamento de DNA foi realizado diretamente com os produtos de amplificação por PCR, realizados em um Analisador Genético 3130xl (Applied Biosystems), seguindo as instruções do fabricante. As sequências foram obtidas duas vezes bidirecionalmente para uma leitura precisa. A similaridade de sequência foi obtida usando a ferramenta BLAST no Genbank (www.pubmed.gov).

Resultados

Ciclo de vida

O tempo de desenvolvimento embrionário foi de 2,3 dias e o tempo de desenvolvimento pós-embrionário foi de 5,2 dias para *O. longicaudis*. Durante todo o ciclo de vida da espécie foi registrada uma média de 12 ninhadas por fêmea, onde foram produzidos 22 ovos fêmea⁻¹ com uma taxa de fecundidade de 2 ovos fêmea⁻¹ ninhada⁻¹. A longevidade média foi de 47 dias e a longevidade máxima foi de 58 dias (tabela 1).

Tabela 1. Parâmetros do ciclo de vida de *Oxyurella longicaudis* cultivada em laboratório a 23°±0,5°C e alimentada com *P. subcapitata* e alimento composto.

Parâmetros do ciclo de vida	Valores
Comprimento médio do adulto (µm)	883.7±27.75
Comprimento máximo do adulto (µm)	940
Comprimento médio da neonata (µm)	503.85±52.77
Comprimento médio da primipara(µm)	654.61±45.09
Comprimento mínimo da primipara (µm)	580
Número de instares entre neonata e primipara	1.88±0.65
Número médio de instares em todo o ciclo de vida	8.92±1.23
Número médio de ovos em todo o ciclo de vida	22.55±3.98
Fecundidade média (ovos/fêmea/ninhada)	2
Longevidade máxima (dias)	58
Longevidade média (dias)	46.96±9
Tempo médio de desenvolvimento embrionário (dias)	2.3±0.5
Idade média da primipara (dias)	5.2±0.69

Na figura 1 está representada a curva do crescimento médio da espécie em função do tempo (dias). As neonatas de *O. longicaudis* apresentaram um tamanho médio de 504 µm e atingiram a maturidade com aproximadamente 655µm. Foram registrados em média 2 instares juvenis e 9 instares em todo ciclo de vida da espécie.

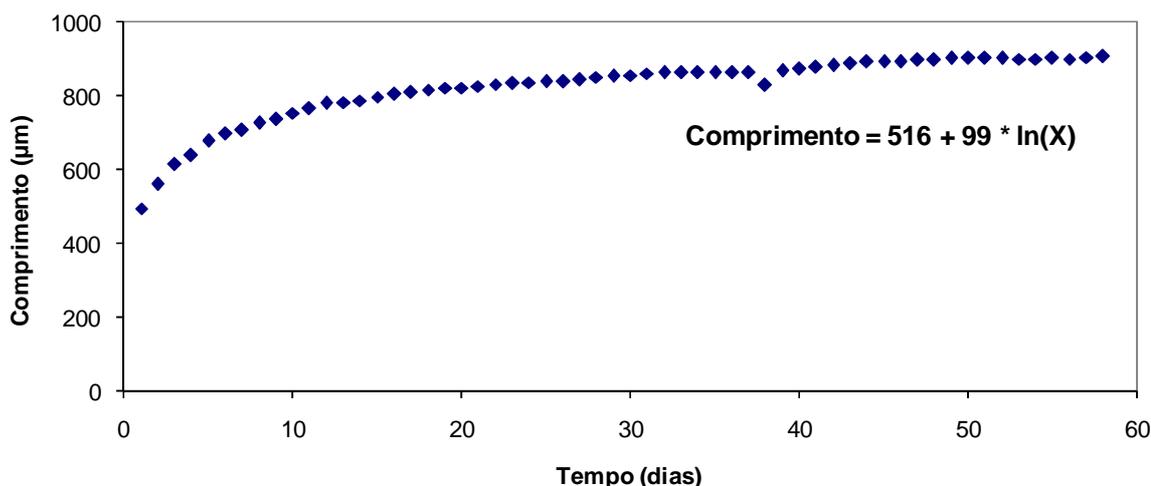


Figura 1. Curva de crescimento corporal de *Oxyurella longicaudis* (Cladocera, Chydoridae) cultivada em laboratório a 23 °C, com fotoperíodo de 12h luz/12h escuro, alimentada com um suspensão de *Pseudokirchneriella subcapitata* (10^5 cells mL⁻¹) e alimento composto.

DNA barcode

A região da sequência do gene COI (região de DNA *barcode*) foi de 658bp de tamanho e foi depositada com o número JX501501 (Acesso Genbank). Ela mostra 35,6% de conteúdo de GC, o que é compatível com os dados já descritos por Costa et al. (2007), com uma média de $39,46 \pm 0,53\%$, com um mínimo de 35,81% (Ordem Anostraca e $40,39 \pm 0,53$, com um mínimo de 35,02% (Ordem Amphipoda). A região obtido apresenta 83% de identidade de sequência com a região correspondente de *Alona setulosa* (Genbank EU701997).

Discussão

Ciclo de vida

O tempo de desenvolvimento embrionário e pós-embrionário são influenciados pela temperatura e pelo tamanho do ovo. Temperaturas mais elevadas aceleram o desenvolvimento, enquanto que ovos maiores demoram mais para se desenvolverem (MELÃO 1999). O tempo de desenvolvimento embrionário (2,3dias) observado para *O. longicaudis* a 23 °C é maior do que o observado por Melão (1997) para *Acroperus harpae* (1,56 dias) a 25°C e menor do que o observado por Bottrell (1975) para a mesma espécie (3,18 dias) a 20°C.

O desenvolvimento pós-embrionário de *O. longicaudis* (5,2 dias) foi mais longo do que o observado para os demais representantes da família Chydoridae. Por exemplo, *Acroperus harpae*, *Alonella excisa* e *Leydigia acanthocercoides* atingiram a maturidade no 3º dia de vida (Melão, 1997, Sharma e Sharma 1998, Murugan e Job 1982) (Tabela 2). Até o 5º dia de vida, *O. longicaudis* apresentou crescimento corporal exponencial (Figura 1), portanto, passou a alocar energia na reprodução apenas a partir deste período, o que é evidenciado pelo comprimento corporal de *O. longicaudis*, maior do que a maioria dos representantes da família Chydoridae. Segundo Lynch (1980), espécies de maior tamanho corporal após atingir a maturidade investem quase toda sua energia na reprodução. Além disso, a duração do desenvolvimento pós-embrionário é maior em espécies de Cladocera de maior tamanho corporal sob as mesmas condições de alimentação (Hardy e Duncan 1994).

A taxa de fecundidade (2 ovos ninhada⁻¹) encontrada para *O. longicaudis* é comum em representantes da família Chydoridae. Esta é a menor taxa de fecundidade entre as famílias de Cladocera. O corpo achatado dos quidorídeos impede uma maior produção de ovos por ninhada, como o que ocorre com os representantes das demais famílias de Cladocera, por exemplo, o dafinídeo *Scapholeberis armata freyi* chega a produzir até 16 ovos por ninhada (Castilho et al. 2012) e o sidídeo *Pseudosida ramosa* produz em média 3,4 ovos por ninhada quando cultivado a 25°C (Freitas e Rocha 2006). Além disso, a baixa taxa de fecundidade de Chydoridae é relacionada a baixos valores de crescimento populacional de espécies desta família (Martínez-Jeronimo e Gómez-Díaz 2011).

Entre os cladóceros, pequenas espécies como *Chydorus* e *Alona* produzem em média 20 ovos por fêmea durante o ciclo de vida (Muro-Cruz et al. 2002). A produção de ovos de *O. longicaudis* ao longo de seu ciclo de vida (22 ovos fêmea⁻¹) foi baixa quando comparado aos demais quidorídeos, já que apresentou um maior tempo de desenvolvimento embrionário, além de atingir a primipara mais tardiamente. Esta produção de ovos é próxima a observada por Santos-Wisniewski *et al.* para *Chydorus pubescens* (22,3 ovos fêmea⁻¹), por Murugan e Job (1982) para *Leydigia acanthocercoides* (20 ovos fêmea⁻¹) e para *Euryalona orientalis* (20 ovos fêmea⁻¹) por Venkataraman (1990), no entanto a longevidade destas espécies variou de 23 a 25 dias. Espécies com longevidade maior, como *Alonella excisa* (73,4 dias) e *Leydigia ciliata* (46 dias) produziram 46 e 50 ovos fêmea⁻¹ em todo seu ciclo de vida, respectivamente.

O comprimento médio da neonata de *O. longicaudis* é cerca de 50% menor do que o comprimento máximo do adulto. Espécies menores tendem a produzir descendentes que na eclosão possuem comprimento mais próximo ao de seu tamanho adulto do que as de espécies maiores (Lynch, 1980).

Tabela 1. Comparação dos parâmetros do ciclo de vida de espécies de Chydoridae (dados do presente estudo e da literatura). DE = tempo do desenvolvimento embrionário (dias), IP = idade da primipara (dias), F = fecundidade (ovos/fêmea/ninhada), CF= fecundidade acumulativa (número total de ovos), L = longevidade (dias) e T = temperatura (°C).

Espécies	DE	IP	F	FC	L	T (°C)	Autor
<i>Oxyurella longicaudis</i>	2.30	5.20	2	22	46.96	23	Presente estudo
<i>Chydorus pubescens</i>	1.96	2.37	2	22.3	25.44	23.6	Santos-Wisniewski et al 2006
<i>Chydorus dentifer</i>	2.20	5.73	2		11.39	25	Melão, 1997
<i>Chydorus sphaericus</i>	3.10		2		74	20	Bottrell, 1975
<i>Acroperus harpae</i>	1.56	3.70	1.59		9.79	25	Melão, 1997
<i>Acroperus harpae</i>	3.18				74	20	Bottrell, 1975
<i>Pleuroxus uncinatus</i>	3.16		2				Bottrell, 1975
<i>Alonella excisa</i>		3.17	2	46	73.4	19 e 23	Sharma & Sharma, 1998
<i>Leydigia acanthocercoides</i>		3.00	2	20	23.2	28 e 30	Murugan & Job, 1982
<i>Leydigia ciliata</i>			2	50	46	28 e 30	Venkataraman, 1990
<i>Euryalona orientalis</i>			2	20	23.8	28 e 30	Venkataraman, 1990

DNA barcode

Este estudo estabelece a região de código de barras do COI para *Oxyurella longicaudis* isolado no Brasil, que mostra alta identidade de sequência (83%) com a mesma região já descrita para *Alona setulosa* (EU701997). Esta é a primeira caracterização da região COI de Chydoridae brasileiros e a primeira seqüência descrita para esta espécie, o que abre um caminho interessante para novos estudos de taxonomia e reconhecimento de espécies de isolados brasileiros.

Conclusões

O tempo de desenvolvimento embrionário e pós-embrionário de *O. longicaudis* foram maiores que o de outras espécies da mesma família, os quais contribuíram para uma baixa produção total de ovos ao longo de seu ciclo de vida.

Embora os resultados obtidos forneçam importantes informações sobre a biologia de *O. longicaudis*, o estudo foi realizado com fêmeas partenogênicas e um futuro estudo seria necessário abordando todo o ciclo reprodutivo da espécie com exemplares machos.

Foi realizada a primeira caracterização de DNA barcode para Cladocera do Brasil, o que abre um caminho interessante para novos estudos de taxonomia e reconhecimento de espécies de isolados brasileiros.

Referências

- Braga, F. M. S. and Andrade, P. M.. 2005. Distribuição de peixes na microbacia do Ribeirão Grande, Serra da Mantiqueira Oriental, São Paulo, Brasil. *Iheringia, Série Zoológica*, Porto Alegre, **95(2)**:121-126.
- Bottrell, H.H. 1975. Generation time, length of life, instar duration and frequency of moulting, and their relationship to temperature in eight species of Cladocera from the River Thames, Reading. *Oecologia* **19**:129-140.
- Bucklin, A. 2000. Methods for population genetic analysis of zooplankton. In *The ICES Zooplankton Methodology Manual*, Chapter 11. International Council for the Exploration of the Sea. Academic Press, London, 533–570.
- Castilho-Noll, M. S. M., Câmara, C. F., Chicone, M. F. and Shibata, E. H. 2010. Pelagic and littoral cladocerans (Crustacea, Anomopoda and Ctenopoda) from reservoirs of the Northwest of São Paulo State, Brazil. *Biota Neotropica*, **10(1)**:21-30.
- Castilho, M. C. A., Wisniewski, C., Santos-Wisniewski, M. J., 2012. Life cycle of *Scapholeberis armata freyi* Dumont & Pensaert, 1983 (Cladocera, Daphnidae). *Biota Neotropica* **12 (4)**. <http://www.biotaneotropica.org.br/v12n4/pt/abstract?article+bn01112042012>
- Costa, F.O., DeWaard, J.R., Boutillier, J., Ratnasingham, S., Dooh, R.T., Hajibabaei, M. & Hebert, P.D.N. 2007. Biological identifications through DNA barcodes: the case of the Crustacea. *Canadian Journal of Fisheries and Aquatic Sciences*, **64(2)**:272–295.
- Elías-Gutiérrez, M. & Valdez-Moreno, M. 2008. A new cryptic species of *Leberis* Smirnov, 1989 (Crustacea, Cladocera, Chydoridae) from the Mexican semi-desert region, highlighted by DNA barcoding. *Hidrobiologica*, **18(1)**:63–74.
- Elías-Gutiérrez, M., F. Martínez Jerónimo, N.V. Ivanova, M. Valdez-Moreno & P.D.N. Hebert. 2008. DNA barcodes for Cladocera and Copepoda from Mexico and Guatemala, highlights and new discoveries. *Zootaxa* **1839**: 1-42.
- Elmoor-Loureiro, M. L. A. 2007. Phytophilous cladocerans (Crustacea, Anomopoda and Ctenopoda) from Paranã River Valley, Goiás, Brazil. *Revista Brasileira de Zoologia* **24(2)**:344-352.
- Folmer, O., Black, M., Hoen, W. et al. 1994. DNA primers for amplification of mitochondrial cytochrome c oxidase subunit I from diverse metazoan invertebrates. *Molec. Mar. Biol. Biotech.*, **3**: 294–299.
- Freitas, E. C., Rocha, O. 2006. The life cycle of *Pseudosida ramosa*, Daday 1904, na endemic Neotropical cladoceran. *Acta Limnologica Brasiliensia*. **18 (34)**:293-303.
- Frey, D. G. 1980. The Non-swimming Chydorid Cladocera of Wet Forests, with Descriptions of a New Genus and Two New Species *Int. Revue ges. Hydrobiol.* **65 (5)**:613-641.
- Geller, W. & Müller, H. 1981. The filtration apparatus of Cladocera: filter mesh-sizes and their implications on food selectivity. *Oecologia (Berlin)* **49**:316-21.

- Hardy, E. R. & Duncan, A. 1994. Food concentration and temperature effects on life cycle characteristics of tropical cladocera (*Daphnia gessneri* Herbst, *Diaphanosoma sarsi* Richard, *Moina reticulata* (Daday)): I Development time. *Acta Amazonica* **24**(1/2):119-134.
- Hebert, P. D. N., A. Cywinska, S. L. Ball & J. R. DeWaard. 2003. Biological identifications through DNA barcodes. *Proceedings of the Royal Society of London Series B-Biological Sciences* **270** (1512): 313-321.
- Ivanova NV, Borisenko AV, Hebert PDN 2009. Express barcodes: racing from specimen to identification. *Molecular Ecology Resources*, **9** (Suppl. 1):35–41.
- Lynch, M. The evolution of Cladocera life history. 1980. *Quarterly Review of Biology*, **55**(1):21-42, 1980. Disponível em: [http://www.jstor.org/MonMarc24\(15\):23-48](http://www.jstor.org/MonMarc24(15):23-48), 2003.
- Martínez-Jerónimo, f. & Gómez-Díaz, P. 2011. Reproductive biology and life cycle of *Leydigia lousi mexicana* (Anomopoda, Chydoridae), a rare species from freshwater littoral environments. *Crustaceana* **84** (2):187-201.
- Melão, M.G.G. 1997. A comunidade planctônica (fitoplâncton e zooplâncton) e produtividade secundária do zooplâncton de um reservatório oligotrófico. Tese de doutorado, Universidade Federal de São Carlos, São Carlos.
- Muro-Cruz, G., Nandini, S. & Sarma, S. S. 2002. Comparative life table demography and population growth of *Alona rectangula* and *Macrothrix triserialis* (Cladocera: Crustacea) in relation to algal (*Chlorella vulgaris*) food density. *Journal of Freshwater Ecology* **17**:1-11.
- Murugan, N. & Job, S.V. 1982. Laboratory studies on the life cycle *Leydigia acanthocercoides* Fisher (1854) (Cladocera: Chydoridae). *Hydrobiologia* **89**:9-16.
- Ooms-Wilms, A. L., Postema, G. & Gulati, R. D. 1995. Evaluation of bacterivory of Rotifera based on measurements of in situ ingestion of fluorescent particles, including some comparisons with Cladocera. *Journal of Plankton Research* **17**:1057-1077.
- Rocha, O.; Santos-Wisniewski, M. J. ; Matsumura-Tundisi, T. . 2011. Checklist de Cladocera de água doce do Estado de São Paulo. *Biota Neotropica* (Edição em Português. Online), **1a**:1-20.
- Sacherová, V., Hebert, P.D.N., 2003. The evolutionary history of the Chydoridae (Crustacea: Cladocera). *Biol. J. Linn. Soc.* **79**, 629–643
- Santos-Wisniewski, M. J.; Rocha, O.; Guntzel, A. M.; Matsumura-Tundisi, T. 2002. Cladocera Chydoridae of Hight Altitude Water Bodies (Serra da Mantiqueira), in Brazil. *Brazilian Journal of Biology*, **62**(4A): 681-687.
- Santos-Wisniewski, M. J.; Rocha, O.; Guntzel, A. M.; Matsumura-Tundisi, T.. 2006. Aspects of the life cycle of *Chydorus pubescens* Sars, 1901 (Cladocera, Chydoridae). *Acta Limnologica Brasiliensia*, **18**:315-333.
- Santos-Wisniewski, M. J.; Rocha, O.; Guntzel, A. M.; Matsumura-Tundisi, T. 2008. Species richness and geographic distribution of the genera *Chydorus* and *Pseudochydorus* (Cladocera, Chydoridae) in São Paulo State. *Biota Neotropica*, **8** (1):61-63.

Sarma, S.S.S., Nandini, S. and Gulati, R.D. 2005. Life history strategies of cladocerans: comparisons of tropical and temperate taxa. *Hydrobiologia* **542**: 315-333.

Sharma, S. & B. K. Sharma, 1998. Observations on the longevity, instar durations, fecundity and growth in *Alonella excisa* (Fisher) (Cladocera, Chydoridae). *Indian Journal of Animal Sciences* **68**: 101-104.

Van Damme, K. and Dumont, H. J. 2010. Cladocera of the Lençóis Maranhenses (NE – Brazil): faunal composition and a reappraisal of Sars' Method. *Brazilian Journal of Biology*, **70(3)**:755-779.

Venkataraman, K. 1990. Life-history studies on some cladoceran under laboratory conditions. *J. And. Sci. Assoc.* **6**:127-132.

6 Conclusões gerais

A metodologia empregada neste estudo foi comprovadamente satisfatória para registrar a riqueza de espécies zooplanctônicas da região limnética do reservatório de Furnas tanto com relação ao volume quanto ao número de amostras. Independente do tipo de amostragem, o volume de 400 litros é suficiente para registrar 90% da riqueza do ambiente. Reduzir o número de coletas para oito ao longo do ano parece satisfatório para conhecer variação sazonal da comunidade zooplanctônica da região limnética do compartimento Rio Sapucaí do reservatório de Furnas. A amostragem utilizando motobomba foi mais eficiente para Cladocera e com arrastos verticais com a rede de plâncton alcançou maior riqueza para Rotífera.

Não foi observada marcante variação do pH, condutividade elétrica, temperatura da água, concentrações de nutrientes, clorofila *a*, oxigênio dissolvido e material em suspensão entre as duas áreas de cultivo. No entanto, houve variação na composição da comunidade zooplanctônica. Os pontos amostrados a montante e próximo aos tanques não apresentaram grande variação com relação ao zooplâncton.

As maiores densidades da comunidade zooplanctônica foram registradas no período chuvoso, quando o material alóctone é carregado para a coluna d'água favorecendo o desenvolvimento de espécies fotossintetizantes e aumentando a disponibilidade de alimentos para o zooplâncton. Neste período também foram registradas maiores concentrações de clorofila *a* e material em suspensão, a maior concentração de matéria orgânica favorece o desenvolvimento da flora microbiana, a qual juntamente com as algas representa importante fonte de alimento para o zooplâncton. Além disso, as temperaturas mais elevadas no período de chuvas aceleram o metabolismo destes organismos, fazendo com que o tempo de desenvolvimento embrionário diminua o que implica em aumento populacional.

As curvas ABC de biomassa e abundância cumulativas da comunidade zooplanctônica e o valor de *W* registrados para todos os pontos de estudo indicam um distúrbio moderado no ambiente. Portanto, a atividade aquícola na intensidade atualmente desenvolvida nos compartimentos estudados afeta o ambiente numa proporção ainda dentro da capacidade supore do ambiente. Devido ao grande volume do reservatório os nutrientes e matéria orgânica resultantes desta atividade são diluídos não afetando o funcionamento do ecossistema.

Os parâmetros do ciclo de vida de *S. armata freyi* e *O. longicaudis* foram distintos devido as características das famílias a que estas espécies pertencem, por exemplo, Daphnidae

possui maior produção de ovos. A longevidade das espécies foi maior do que a registrada na literatura para espécies que receberam apenas alga como alimento. Por se tratar de espécies oriundas da Serra da Mantiqueira, região onde a ação antrópica tem se intensificado, se faz necessário intensificar ações que visem à conservação deste ambiente, que abriga exemplares raros da família Chydoridae.

Embora o cultivo realizado tenha sido com exemplares de *S. armata freyi* oriundos da Serra da Mantiqueira, esta espécie também ocorre no reservatório de Furnas.

A associação entre a análise morfológica e molecular tem sido considerada a mais apropriada para se obter bons resultados sobre a composição de espécies. A identificação de espécies utilizando técnicas de DNA *barcode* pode ser aplicada até para estudos de diversidade de espécies, como as curvas dos estimadores de riqueza.

7 Perspectivas futuras

- Utilizar curvas de acumulação de espécies para a região litorânea do reservatório de Furnas buscando estimar o volume a ser coletado e o número de coletas suficientes ao longo do ano para alcançar a maior riqueza possível para esta região.
- Acompanhamento do impacto causado pelos tanques rede no reservatório de Furnas ao longo de anos sobre a comunidade zooplanctônica e variáveis ambientais.
- Análises químicas mais detalhadas para verificar a presença de antibióticos utilizados nos cultivos em tanques rede na coluna d'água.
- Acompanhar o impacto causado no reservatório oriundo do escape de tilápias de tanques rede sobre a estrutura da comunidade zooplanctônica.
- Conhecer o ciclo de vida de espécies zooplanctônicas tropicais visando estabelecer parâmetros para o cálculo da produção secundária desta região.

ANEXOS

Fórmulas dos estimadores não paramétricos de riqueza de espécies

- Chao 1

$$S_{\text{Chao1}} = S_{\text{obs}} + f_1^2/f_2$$

onde: S_{obs} é o n° de espécies na amostra, f_1 é o n° de espécies observadas representadas por um único indivíduo (singletons) e f_2 é o n° de espécies representado por 2 indivíduos.

- Jackknife

$$S_{\text{Jackknife}} = S_{\text{obs}} + f_1$$

onde: S_{obs} é o n° de espécies na amostra e f_1 é o n° de espécies observadas em uma única amostra.

- ACE

$$S_{\text{ACE}} = S_{\text{Abund}} + S_{\text{rare}}/S_{\text{ACE}} + f_1/C_{\text{ACE}} \cdot \gamma^2_{\text{ACE}}$$

Onde: S_{Abund} é o n° de espécies abundantes (≥ 10 indivíduos), S_{rare} é o n° de espécies raras (≤ 10 indivíduos), C_{ACE} é dado por $C_{\text{ACE}} = 1 - f_1/N_{\text{rare}}$ sendo f_1 o n° de singletons. O coeficiente de variação γ^2_{ACE} é dado pela fórmula:

$$\gamma^2_{\text{ace}} = \max \left[\frac{S_{\text{rare}}}{C_{\text{ace}}} \frac{\sum_{i=1}^{10} i(i-1)F_i}{(N_{\text{rare}})(N_{\text{rare}} - 1)} - 1, 0 \right]$$

- Bootstrap

$$S_b = s + \sum (1 - p_i)^n$$

onde: S_b é a riqueza estimada, s é a riqueza observada, e p_i é a proporção das amostras n que contêm a espécie i .

Tabela 1 - Valores médios da temperatura da água (T), pH, condutividade elétrica (Cond), turbidez (Turb), concentração de oxigênio dissolvido (OD) em toda coluna d'água em 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

	Tem °C	pH	Cond $\mu\text{S m}^{-1}$	Turb NTU	OD mg l^{-1}
P1MAR	24,91	6,43	0,03	6,58	0,00
P2MAR	24,86	6,40	0,04	4,11	0,02
P3MAR	25,29	10,46	0,00	0,32	1,65
P1ABR	24,36	6,35	0,03	6,08	6,08
P2ABR	24,56	6,44	0,03	4,60	6,38
P3ABR	24,38	6,28	0,03	3,70	7,53
P1MAI	22,11	6,80	0,03	3,52	12,46
P2MAI	22,47	6,58	0,03	2,16	10,85
P3MAI	22,66	6,53	22,70	8,07	185,91
P4MAI	22,98	6,19	0,04	1,48	4,04
P5MAI	22,95	6,31	0,04	1,23	5,63
P1JUN	19,17	7,19	0,03	2,79	8,23
P2JUN	19,32	6,93	0,03	2,52	8,97
P3JUN	19,68	6,92	0,04	2,39	7,64
P4JUN	19,99	6,53	0,04	2,43	6,39
P5JUN	20,06	6,47	0,04	2,23	9,49
P1JUL	19,42	6,81	0,03	5,17	11,77
P2JUL	19,83	6,61	0,03	2,55	11,80
P3JUL	19,73	6,70	19,76	8,29	302,68
P4JUL	20,25	6,61	0,04	6,36	7,51
P5JUL	19,95	7,23	0,04	2,40	16,88
P1AGO	20,50	7,36	0,03	42,72	8,48
P2AGO	21,08	7,14	0,04	4,01	11,07
P3AGO	21,36	7,21	0,04	2,38	8,14
P4AGO	20,27	7,17	0,04	31,49	13,44
P5AGO	21,20	7,68	0,04	2,56	12,19
P1SET	21,91	5,87	0,04	8,99	7,88
P2SET	22,09	6,26	0,04	7,48	11,50
P3SET	22,13	6,50	0,04	6,43	8,48
P4SET	21,29	6,62	0,04	6,47	9,55
P5SET	21,66	6,73	0,04	4,79	8,44
P1OUT	23,31	6,90	0,04	19,88	7,11
P2OUT	23,37	6,87	0,04	11,19	7,11
P3OUT	23,58	6,86	0,04	8,99	8,56
P4OUT	23,21	7,41	0,04	5,36	7,78
P5OUT	23,16	7,15	0,04	5,52	10,85
P1NOV	24,96	7,13	0,04	11,55	9,09
P2NOV	25,19	7,09	0,04	0,18	10,16
P3NOV	25,08	7,21	0,04	31,71	7,60
P4NOV	23,43	7,00	0,04	18,36	6,84
P5NOV	23,86	7,31	0,04	0,00	8,90
P1DEZ	26,02	7,19	0,04	12,22	6,86
P2DEZ	26,25	7,20	0,04	8,44	7,03
P3DEZ	26,41	7,45	0,04	1,56	7,63
P4DEZ	24,22	6,65	0,07	10,02	7,71
P5DEZ	24,29	7,20	0,04	1,17	7,20
P1JAN	24,56	6,69	0,04	16,31	6,77
P2JAN	24,96	6,76	0,04	0,49	7,40
P3JAN	24,88	6,84	0,04	3,02	6,92
P4JAN	24,60	6,08	0,04	0,00	6,80
P5JAN	24,57	6,45	0,04	0,00	6,05
P1FEV	26,41	7,63	0,04	0,00	8,52
P2FEV	26,33	7,44	0,04	0,00	7,70
P3FEV	26,24	7,58	0,04	0,00	8,00
P4FEV	25,10	6,16	0,04	0,17	5,50
P5FEV	25,58	7,20	0,04	0,00	7,96

Fonte: Elaboração da autora.

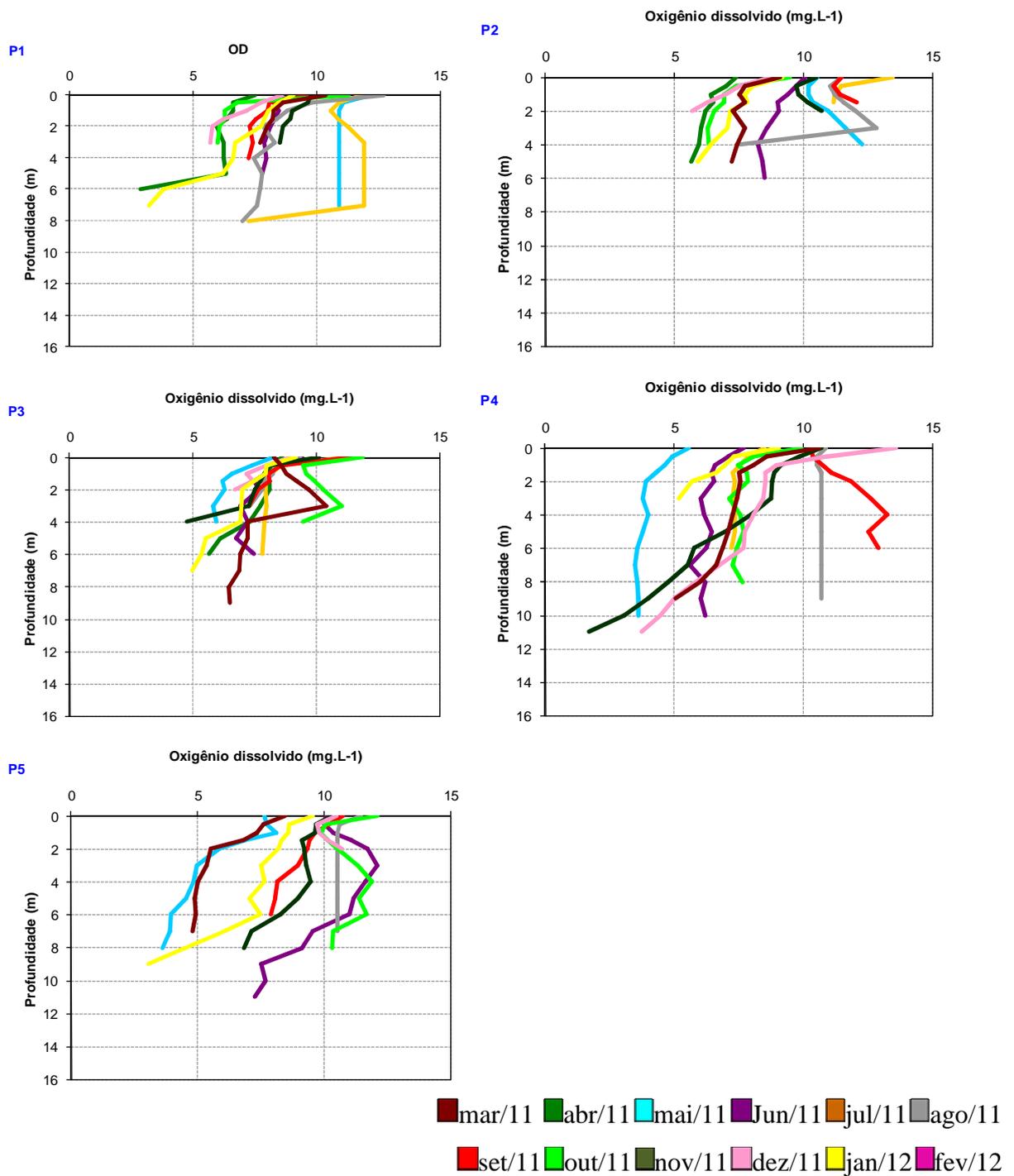


Figura 1 – Perfis de oxigênio dissolvido (mg.L⁻¹) nos 5 pontos de coleta no reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

Fonte: Elaboração da autora.

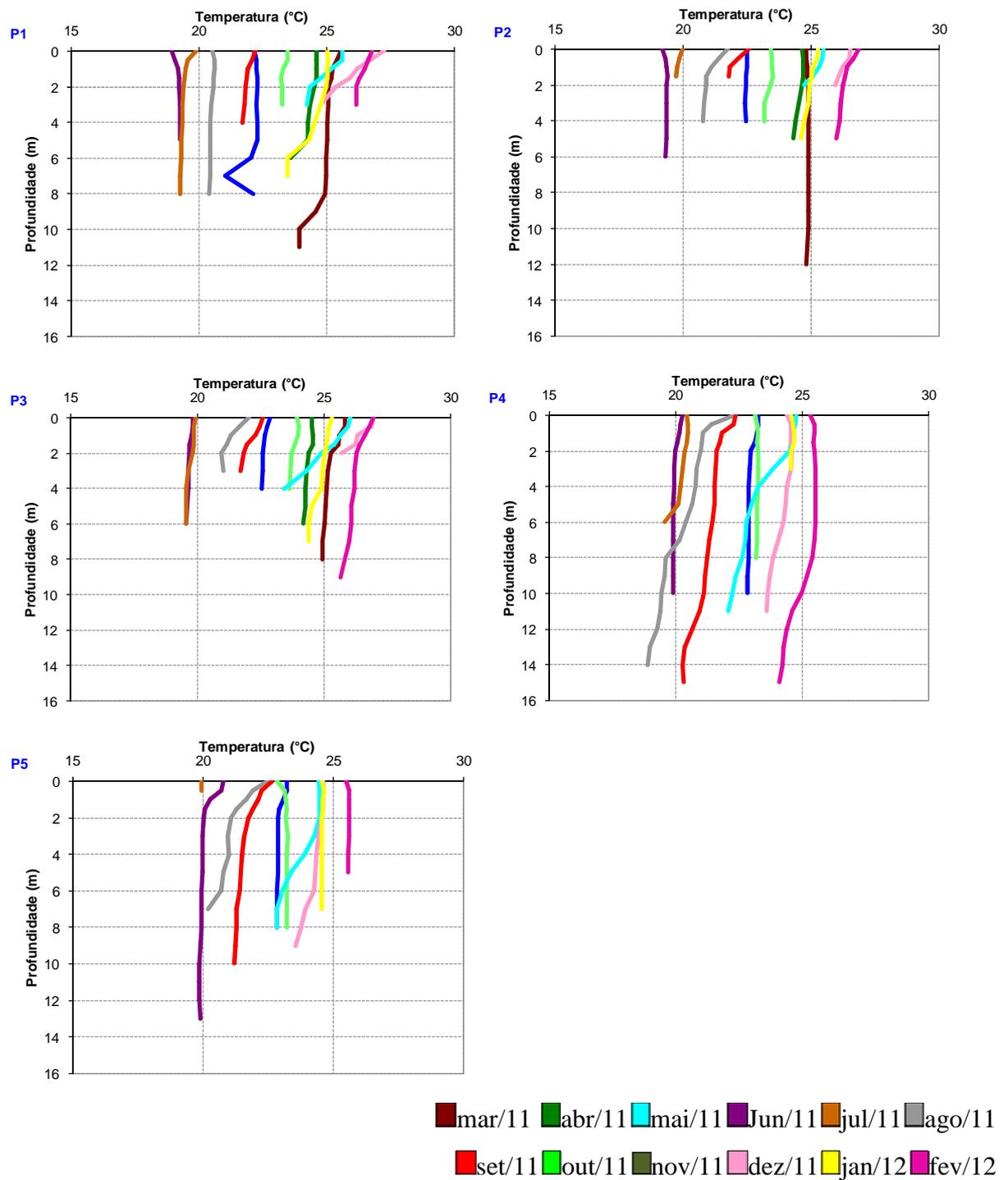


Figura 2 - Perfis de temperatura da água (°C) nos 5 pontos de coleta no reservatório de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

Fonte: Elaboração da autora.

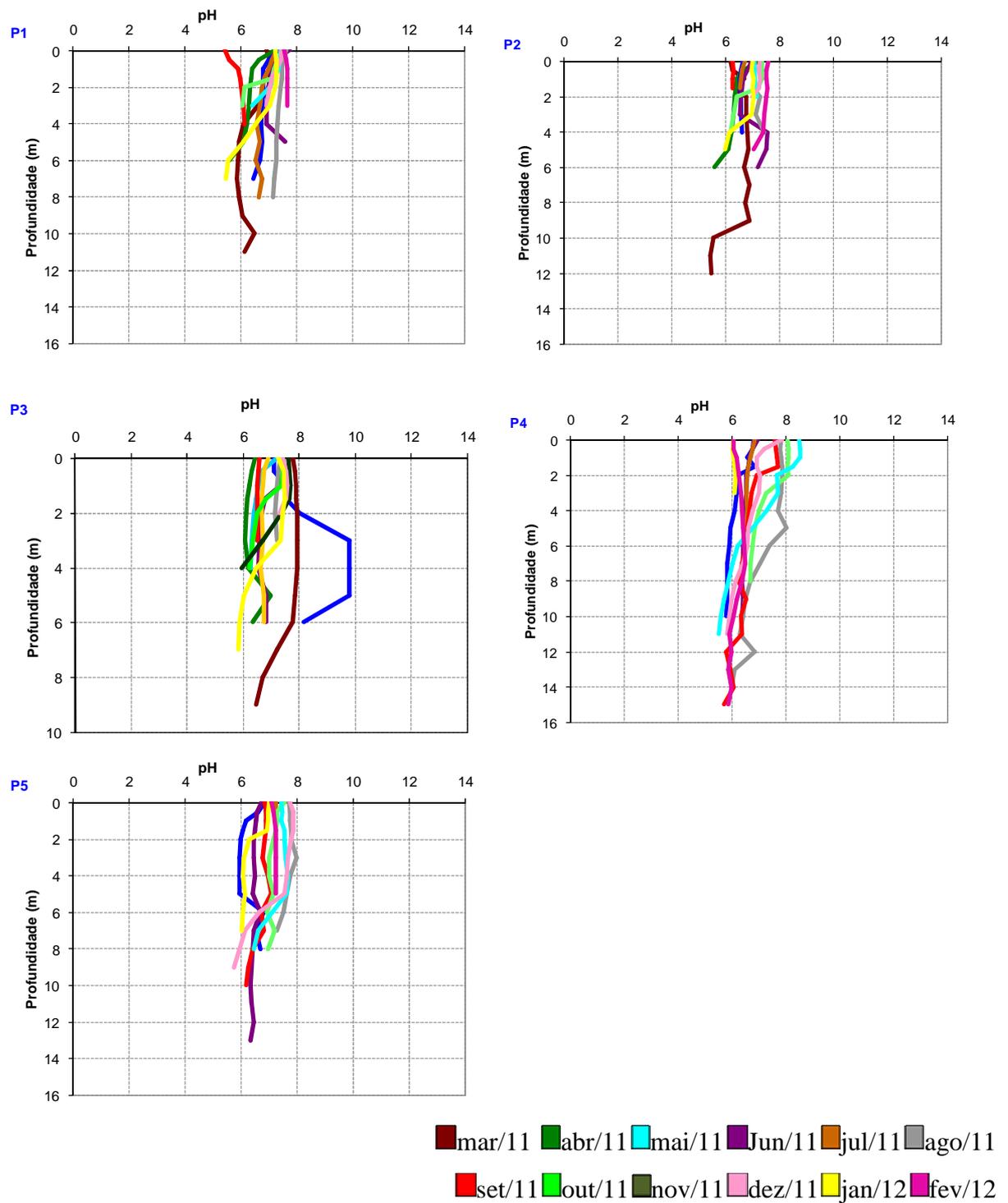


Figura 3 - Perfis de pH nos 5 pontos de coleta no reservatório de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

Fonte: Elaboração da autora.

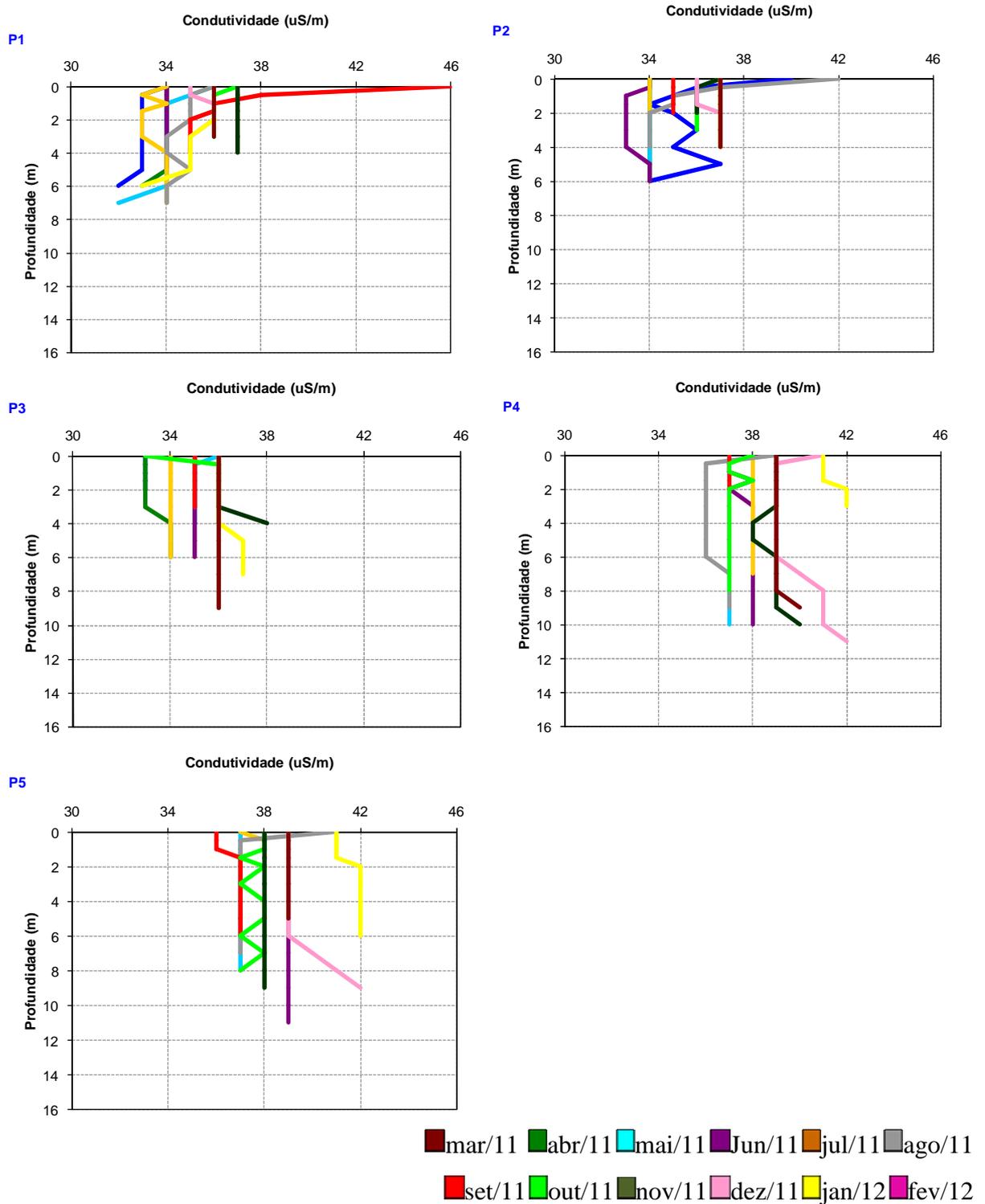


Figura 4 – Perfis de condutividade elétrica ($\mu\text{S}\cdot\text{m}^{-1}$) nos 5 pontos de coleta do reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela 2 - Medidas do disco de Secchi (m) nos 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

	P1	P2	P3	P4	P5
Mar	2	2	3	-	-
Abr	2	2,15	-	-	-
Mai	3,1	2,7	2,7	2,5	2,7
Jun	3,2	3,2	5	4,8	-
Jul	3,8	2,3	3	3,7	-
Ago	2,9	3,1	3,8	3,9	4,1
Set	1,3	1,5	2,3	3	3
Out	0,8	1,6	2,7	2,5	2,8
Nov	2	2,1	1,9	2	1,9
Dez	1	1,2	1,5	2,2	2,1
Jan	1,4	1,7	2,2	2,6	3
Fev	1,8	1,8	2,2	2,2	2

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela 3 - Profundidade do local da coleta (m) nos 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

	P1	P2	P3	P4	P5
Mar	8	8,5	5,3	-	-
Abr	9,15	6,8	7,8	-	-
Mai	9,5	6,4	6,3	12	13,2
Jun	7,8	7,5	8	12,3	15
Jul	8,15	5,5	8	10,5	14
Ago	7,2	5,5	4,4	17,3	9,1
Set	5,9	3,8	5	14,85	11,4
Out	5	4	5	14	8,5
Nov	4,5	3,3	5,2	13,5	9,5
Dez	3,7	2,3	4	12	11,3
Jan	8,1	6,9	7,9	13,8	9,5
Fev	5	6,3	8,5	16	7

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela 4 - Umidade relativa do ar (%) nos 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

	P1	P2	P3	P4	P5
Mar	-	67,1	-	-	-
Abr	-	-	-	-	-
Mai	-	56,2	55	-	-
Jun	78	-	-	60,8	50,7
Jul	56,8	52,5	49,5	59,4	62,3
Ago	52,5	43	40,2	32	42,6
Set	48,2	35,3	33,9	30	30,8
Out	56,3	50,9	42,4	60,2	65,5
Nov	56	55	34	58	63,8
Dez	55	52,6	56,5	75	73,9
Jan	74	72,3	72,5	74,6	75,9
Fev	48,1	43,9	39,5	76,5	68,3

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela 5 - Temperatura do ar (°C) máxima, mínima e média no reservatório de Furnas no período de março de 2011 a fevereiro de 2012.

	Máxima	Mínima	Média
Mar	32,4	17,4	24,9
Abr	32,2	14,2	23,2
Mai	30	9,8	19,9
Jun	28,8	5,4	17,1
Jul	31,2	6,9	19,05
Ago	34,8	3,6	19,2
Set	34,6	10,6	22,6
Out	35,6	14,4	25
Nov	33,6	10,2	21,9
Dez	32,4	16,6	24,5
Jan	32	16,6	24,3
Fev	34,8	15,8	25,3

Fonte: Eletrobrás Furnas.

Tabela 6 - Pluviosidade média (mm) e velocidade do vento (m s-1) para o reservatório de Furnas no período de março de 2011 a fevereiro de 2012.

	Pluviosidade	Velocidade do vento
Mar	326,9	11,1
Abr	84	11,7
Mai	0	8,6
Jun	17,9	11,8
Jul	0	11,8
Ago	3,7	15,7
Set	3,2	15,9
Out	131,9	16,14
Nov	135,4	16,3
Dez	180,4	15,6
Jan	277,3	15,2
Fev	56,3	14

Fonte: Eletrobrás Furnas.

Tabela 7 - Volume, vazão e tempo de residência da água no reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

	Volume (bi.m ³)	Vazão (m ³ /s)	Tempo de residência (dias)
Mar	22.95	891	237
Abr	22.87	879	233
Mai	22.80	667	176
Jun	22.57	884	231
Jul	21.54	772	192
Ago	20.47	859	204
Set	18.55	824	177
Out	16.41	830	158
Nov	15.18	909	160
Dez	16.40	821	156
Jan	21.60	975	244
Fev	21.97	975	248

Fonte: Eletrobrás Furnas.

Tabela 8 - Índice de estado trófico (IET) para os 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas de fevereiro de 2011 a março de 2012.

	mar/11	abr/11	mai/11	jun/11	jul/11	ago/11	set/11	out/11	nov/11	dez/11	jan/12	fev/12
P1	40,13	43,83	47,48	42,98	40,24	48,05	50,06	51,13	52,59	51,37	51,88	39,21
P2	43,38	45,45	46,56	47,09	47,92	53,51	51,29	47,88	50,94	50,24	50,59	40,56
P3	40,39	44,60	47,30	45,25	46,10	41,43	48,43	43,93	48,72	43,37	50,04	32,71
P4			36,69	44,58	48,32	40,70	53,63	45,84	48,88	49,39	56,69	49,48
P5			45,72	51,39	40,98	44,24	43,74	48,47	48,76	51,23	45,69	48,83

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela 9 - Concentração de clorofila *a* (mg l⁻¹) na camada da superfície em 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

	Mar	Abr	Mai	Jun	Jul	Ago	Set	Out	Nov	Dez	Jan	Fev
P1	1,80	6,52	4,72	4,49	1,35	7,19	2,25	6,74	8,54	8,54	8,09	14,38
P2	3,15	10,34	1,80	6,29	1,80	14,83	8,09	4,04	5,39	4,04	8,09	17,08
P3	4,04	11,24	3,60	6,74	2,25	1,80	6,29	2,70	5,84	0,90	6,74	4,94
P4			0,45	2,70	3,60	3,15	4,04	4,49	5,84	13,48	15,28	11,24
P5			1,35	3,15	1,35	2,70	4,04	8,99	9,89	18,43	4,04	12,13

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela 10 - Concentração de material em suspensão (mg l^{-1}), matéria orgânica (MO) e matéria inorgânica (MI) em 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas de fevereiro de 2011 a março de 2012.

	MO	MI
P1MAR	1,76	0,06
P2MAR	2,22	0,64
P3MAR	2,96	0
P1ABR		
P2ABR		
P3ABR	2,3	0,58
P1MAI	1,98	0,1
P2MAI	2,18	0,18
P3MAI		
P4MAI		
P5MAI	1,52	0,08
P1JUN	1,76	0
P2JUN	1,16	0,18
P3JUN	0,86	0
P4JUN	0,86	0,38
P5JUN	0,84	0,42
P1JUL	1,14	0,22
P2JUL	1,2	0,12
P3JUL	1	0
P4JUL	1,06	0
P5JUL	0,92	0
P1AGO	1,46	0
P2AGO	1,52	0,12
P3AGO	1,38	0
P4AGO	1,4	0,154
P5AGO	1,16	0
P1SET	1,3	1,1
P2SET	1,44	0,12
P3SET	1,06	0,14
P4SET	1	0,02
P5SET	1,7	2,56
P1OUT	2,32	2,14
P2OUT	2,28	0,12
P3OUT	1,66	0,14
P4OUT	1,48	0,64
P5OUT	2,26	4,02
P1NOV	3,56	9,38
P2NOV	0,74	0,12
P3NOV	2,6	0,18
P4NOV	2,08	0,32
P5NOV	2,1	3,32
P1DEZ	2,36	3
P2DEZ	2,06	0,64
P3DEZ	2,22	0,18
P4DEZ	2,04	1,46
P5DEZ	2,04	3,86
P1JAN	2,6	3,8
P2JAN	2,16	2,34
P3JAN	2,84	0,14
P4JAN	2,9	0,3
P5JAN	1,78	0,94
P1FEV	1,94	1,18
P2FEV	1,84	0,48
P3FEV	1,92	0,54
P4FEV	1,52	0,36
P5FEV	2,9	0,26

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela11 - Concentração de nutrientes na camada da superfície nos 5 pontos do reservatório da UHE de Furnas de fevereiro de 2011 a março de 2012.

	Nitrito ug/L	Nitrato ug/L	Amônio ug/L	N Total ug/L	PO4 total dissolvido ug/L	PO4 Inorganico ug/L	Fosfato Orgânico ug/L	Fosforo Total ug/L	Silicato mg/l
P1MAR	2,80	121,77	26,75	438,68	6,68	3,87	2,81	20,31	5,55
P2MAR	0,87	125,54	52,80	531,30	7,59	4,75	2,85	26,84	4,09
P3MAR	2,57	113,74	34,53	438,68	5,45	2,11	3,34	18,68	4,97
P1ABR	1,10	58,49	24,03	412,58	7,29	3,87	3,42	19,01	6,11
P2ABR	1,10	88,24	18,20	407,37	6,98	3,58	3,41	22,27	5,63
P3ABR	0,93	107,13	17,43	372,79	6,68	4,16	2,51	20,64	4,29
P1MAI	1,04	132,63	38,42	423,02	10,04	5,63	4,41	15,96	7,02
P2MAI	1,78	116,10	38,42	447,81	10,34	4,45	5,89	72,51	6,68
P3MAI	0,98	133,10	162,40	499,34	10,65	5,63	5,02	52,61	6,59
P4MAI	1,55	174,18	43,86	0,00	6,07	1,23	4,84	0,00	6,42
P5MAI	1,32	188,82	45,41	1122,29	16,15	2,11	14,04	27,82	2,33
P1JUN	1,49	191,18	64,85	437,37	7,29	4,45	2,83	25,21	7,99
P2JUN	1,55	191,18	15,09	439,33	10,34	7,39	2,96	38,26	7,91
P3JUN	0,98	187,41	8,88	423,67	7,29	4,75	2,54	41,52	7,68
P4JUN	2,40	161,43	60,96	489,55	11,87	5,33	6,54	46,09	7,07
P5JUN	2,51	156,71	82,72	209,72	14,93	7,68	7,25	39,56	7,33
P1JUL	1,78	185,04	12,76	432,15	7,59	4,75	2,85	30,75	3,77
P2JUL	1,04	207,24	57,07	533,91	13,09	6,51	6,59	73,49	7,39
P3JUL	0,98	197,32	44,63	504,56	9,43	4,16	5,27	64,35	6,91
P4JUL	5,58	160,96	57,07	475,20	11,57	3,28	8,28	90,78	7,04
P5JUL	7,45	136,88	53,96	474,55	9,73	4,75	4,98	72,51	7,26
P1AGO	0,87	169,46	22,09	412,58	8,20	3,87	4,34	52,94	7,01
P2AGO	0,64	107,13	29,09	500,64	13,40	7,09	6,31	77,08	6,90
P3AGO	1,04	163,79	20,54	552,18	8,51	3,28	5,23	30,10	7,16
P4AGO	0,98	134,52	115,37	222,76	6,98	4,16	2,82	28,47	6,80
P5AGO	1,10	144,90	38,03	334,31	6,98	4,16	2,82	21,29	5,00
P1SET	0,02	43,38	35,31	403,45	17,68	7,39	10,29	59,13	5,79
P2SET	0,81	113,74	10,04	438,02	7,59	3,87	3,72	83,28	6,25
P3SET	0,81	99,57	20,92	355,83	5,76	2,70	3,06	80,67	5,99
P4SET	3,20	123,18	29,86	394,97	40,60	34,65	5,94	57,18	6,24
P5SET	0,02	132,63	8,88	355,83	5,76	2,99	2,77	62,40	6,48
P1OUT	2,23	85,40	55,52	235,16	11,57	5,04	6,52	43,48	7,40
P2OUT	0,53	58,96	46,19	162,75	15,54	11,78	3,75	29,45	6,87
P3OUT	0,98	74,07	18,20	344,09	8,20	3,87	4,34	36,62	7,26
P4OUT	1,27	68,88	4,21	327,13	8,20	4,16	4,04	39,89	7,41
P5OUT	1,15	69,35	8,88	182,97	6,68	3,58	3,10	39,56	7,63
P1NOV	2,23	98,15	20,15	422,37	12,48	5,63	6,86	77,40	6,23
P2NOV	2,00	114,21	18,98	428,24	11,87	3,87	8,00	76,43	6,40
P3NOV	2,12	113,27	10,82	414,54	7,29	2,70	4,59	65,33	6,31
P4NOV	0,87	43,85	11,99	373,45	6,68	2,99	3,69	60,77	6,17
P5NOV	1,04	69,35	11,21	444,55	11,57	5,33	6,23	76,10	5,44
P1DEZ	1,72	78,79	57,85	296,47	15,54	2,99	12,55	32,71	6,55
P2DEZ	2,17	81,15	34,53	350,61	14,93	3,58	11,35	47,06	5,33
P3DEZ	2,06	83,52	45,41	333,66	14,01	3,87	10,14	29,45	4,79
P4DEZ	0,75	38,18	54,74	308,22	10,34	2,40	7,94	29,12	6,19
P5DEZ	0,75	45,74	50,85	353,88	9,43	2,11	7,32	33,04	6,29
P1JAN	2,00	72,18	62,90	205,15	13,09	3,87	9,23	53,92	6,82
P2JAN	2,06	87,29	61,74	297,13	14,01	4,45	9,56	40,54	5,10
P3JAN	2,06	89,18	90,50	235,16	14,62	5,04	9,58	43,80	5,54
P4JAN	1,38	83,52	175,23	411,93	10,34	8,56	1,78	44,78	3,91
P5JAN	1,55	77,85	169,79	376,71	10,04	2,70	7,34	35,65	3,98
P1FEV	1,61	19,77	86,61	179,06	11,87	3,58	8,30	33,36	5,77
P2FEV	1,49	25,43	274,73	204,50	11,57	2,70	8,87	41,19	6,48
P3FEV	1,21	97,21	165,90	166,67	4,23	1,82	2,42	15,75	5,98
P4FEV	1,10	69,82	126,26	267,77	10,34	2,11	8,23	38,26	5,92
P5FEV	1,04	75,96	99,05	229,29	11,26	2,11	9,15	30,75	5,84

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela 12 - Densidade da comunidade zooplancônica no P1 do reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

	Mar	Abr	Mai	Jun	Jul	Ago	Set	Out	Nov	Dez	Jan	Fev
Cladocera												
<i>Alona guttata</i>				13		42.68						
<i>Alona yara</i>										14.38	35.83	
<i>Alona intermedia</i>			750									
<i>Bosmina freyi</i>	74		1125	2454	2798	57480	3283	160.6	1821	3519	165.6	529.2
<i>Bosmina hagmanni</i>	40	337.5	0	8513	1319	28445	2797	298.8	743.9	4301	228.6	415.8
<i>Ceriodaphnia cornuta cornuta</i>	5890	1280	5738	3604	583.3	175	6560	13545	29025	29095	3870	3360
<i>Ceriodaphnia cornuta intermedia</i>			675	3526	16.67				658.1	7245		315
<i>Ceriodaphnia cornuta rigaudi</i>	1216	351.6	1125	4418	783.3	612.5	5440	1404	14715	12765	3386	4095
<i>Ceriodaphnia silvestrii</i>	11685	8044	10800	14648	3850	6213	8640	1181	8303	6325	13330	4095
<i>Daphnia gessneri</i>	285	393.8	375	28	33.33	85.37	2907	853.1	354.4	258.8	215	105
<i>Daphnia laevis</i>							300	65.63				
<i>Diaphanosoma birgei</i>	2470	1941	1350	736	216.7			905.6	1733	7590	1541	3465
<i>Diaphanosoma brevireme</i>	779		1538					157.5				945
<i>Diaphanosoma spinulosum</i>	2831	970.3	1050	1124	283.3			1995	4286	4255	1971	1890
<i>Diaphanosoma sp.</i>		435.9	75	233	50	2646	3307		135	71.88		525
<i>Diaphanosoma fluviatile</i>									270	115	358.3	105
<i>Ilyocryptus spinifer</i>				78								
<i>Macrothrix sp</i>							6.154			28.75		
<i>Moina minuta</i>	1444	323.4	862.5	2403	2500	8925	2080	2468	8708	6900	3816	1575
<i>Simocephalus vetulus (mixtus)</i>				78			80					
<i>Chydorus pubescens</i>						23.65		13.13				
<i>Chydorus sp.</i>									16.88			
Copepoda												
nauplius cyclopoida	37525		27563	64325		14875	20800		23625	17250	12900	11550
nauplius calanoida	4275		2250	10075		3500			3375	2300	1613	8925
copepodito calanoida	2508	9788	14738	12865	3900	17850	16160	14175	54675	29900	36228	33075
copepodito cyclopoida	31730	33075	16875	18135	7950	36225	35760	19635	20250	12535	20748	14700
Adulto calanoida				232.5			160		1890		107.5	
Adulto cyclopoida	760	1463	2363	155	300	1400	720	840	5265	690	215	105
Harpacticoida	950										537.5	
Rotifera												
<i>Ascomorpha saltans</i>											680.8	
<i>Ascomorpha ovalis</i>			112.5	184.5	1533	725.6	4880	65.63	523.1			210
<i>Asplanchna sieboldi</i>	19	14.06		36.9		2705	160		151.9	57.5		
<i>Brachionus calyciflorus</i>										43.13		
<i>Brachionus dolabratus</i>										100.6	1111	1470
<i>Brachionus falcatus</i>		28.13			16.67						35.83	315
<i>Brachionus mirus</i>			112.5						455.6	416.9	1398	301.9
<i>Brachionus sp</i>				77.5								
<i>Collotheca sp</i>		28.13	187.5								394.2	
<i>Conochilus natans</i>	38	225		36.9								
<i>Conochilus sp</i>				232.5		7000						
<i>Conochilus coenobasis</i>				1550							3225	3780
<i>Conochilus unicornis</i>	2394	2461	16875	7789	1100	62300	20400	748.1	19305	5750	9568	
<i>Euchlanis dilatata</i>		14.06				1515	29.27		33.75	14.38	35.83	
<i>Filinia longiseta</i>	18.27									14.38	143.3	210
<i>Filinia opoliensis</i>		28.13						26.25		215.6	573.3	105
<i>Filinia sp.</i>				77.5								
<i>Gastropus sp.</i>	54.81	196.9		36.9	66.67	1400						
<i>Hexartra intermedia</i>	73.08	14.06	112.5	25.55					33.75	28.75	358.3	630
<i>Kellicotia bostoniensis</i>				77.5	50			52.5			35.83	
<i>Keratella americana</i>	18.27	126.6	112.5	845.5	300	234.8	60	131.3	253.1	546.3	1326	4095
<i>Keratella cochlearis</i>				281.8			20	91.88	101.3	115	430	630
<i>Keratella lenzi</i>	19	42.19	112.5	36.9	216.7	747	460	52.5	0	28.75		
<i>Keratella sp</i>									118.1			
<i>Keratella tecta</i>									263.4	402.5	501.7	1995
<i>Keratella tropica</i>										14.38		
<i>Lecane luna</i>		14										
<i>Lecane leontina</i>			450									
<i>Lecane lunaris</i>												105
<i>Lecane papuana</i>						7.883						
<i>Lecane prolecta</i>	657.7	14063	2700	55.86								105
<i>Lepadella sp</i>				0	216.7	477.3						
<i>Plationus macracanthus</i>				77.5								
<i>Polyarthra vulgaris</i>		14		352.3			30	26.25	50.63		35.83	105
<i>Ptygura libera</i>												735
<i>Synchaeta jollyii</i>	54.81		112.5	1860	500	11773	70	13.13	592.7			
<i>Trichocerca cylindrica</i>		204		387.5	316	225	0		323	142	78.8	
<i>Trichocerca chatonni</i>		203	80.5	339.1	134	1568		0	105	41.8	74	
<i>Trichocerca similis grandis</i>		100.8	52	242.2		2980	10	262.5				53

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela 13 - Densidade da comunidade zooplancônica no P2 do reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro de 2012.

	Mar	Abr	Mai	Jun	Jul	Ago	Set	Out	Nov	Dez	Jan	Fev
Cladocera												
<i>Alona guttata</i>						13	13	45	6.538		130	113
<i>Alona yara</i>										50	145	113
<i>Alona intermedia</i>				83								
<i>Bosmina freyi</i>				248	876	2468	1388	1113	1054	2500	3310	486
<i>Bosmina hagmanni</i>			193	3589	2080	3552	2868	38935	646	1900	5400	507.5
<i>Ceriodaphnia cornuta cornuta</i>	2050	1733	3465	400	618	53	1996	5440	6160	11635	2030	4613
<i>Ceriodaphnia cornuta intermedia</i>				206	93		93		1160	2015		338
<i>Ceriodaphnia cornuta rigaudi</i>	550	840	1279	187	1290	357	1996	2019	5120	6110	1523	5288
<i>Ceriodaphnia silvestrii</i>	4767	1698	11385	2560	7471	1912	33963	6035	3800	9425	7250	3263
<i>Daphnia gessneri</i>		263	41	13	336	145	1230	765	140			338
<i>Daphnia laevis</i>								6.538				
<i>Diaphanosoma birgei</i>	1786	1945	105.47	146.7	241.9	440	167	764	798	7457	1378	2801
<i>Diaphanosoma brevireme</i>	396	27	130.7				323	802	114	35	300	942.5
<i>Diaphanosoma spinulosum</i>	2689	1098	554	40	564.4	572	1522		763	6837	797.5	2832
<i>Diaphanosoma fluviatile</i>		378			13.44	132	328		54.4	773	217.5	255.4
<i>Ilyocryptus spinifer</i>		17.5										
<i>Macrothrix</i> sp								10.63		65		
<i>Moina minuta</i>	1375	210	1278.75	333.3	1505	2220	3296	1190	4920	11960	2973	2138
<i>Simocephalus vetulus (mixtus)</i>			41.25	40		52.86	70	28.33				
<i>Chydorus pubescens</i>				13.33		52	23	10.63			217.5	
Copepoda												
nauplius cyclopoida	30000		50325	12000		925	38188		6960	47450	14500	5063
nauplius calanoida	2500		5362.5	1200		925	13000		480	5850	2538	1688
copepodito calanoida	12000	4900	11137.5	1650	7149	6568	25838	7310	7040	36920	33423	17100
copepodito cyclopoida	16600	18060	22192.5	4860	19619	12765	78163	19125	16720	14170	21098	11025
Adulto calanoida							325	0	160	130	217.5	0
Adulto cyclopoida	25	140	330		1881	1110	1788	765	1520	3120	1885	112.5
Harpacticoida									240	65	725	
Rotifera												
<i>Anuraeopsis</i> sp		70										
<i>Ascomorpha saltans</i>					443		226			195	943	
<i>Ascomorpha ova lis</i>			83			79	5362	234	370			450
<i>Asplanchna sieboldi</i>	25			248		13	186	21	20	130		113
<i>Brachionus dolabratus</i>	24									130	942.5	1463
<i>Brachionus falcatus</i>		18			13						145	113
<i>Brachionus mirus</i>								7	160	260	870	3263
<i>Collotheca</i> sp		88	83	13							145	113
<i>Conochilus natans</i>	119						90					
<i>Conochilus</i> sp						16619	194188					
<i>Conochilus coenobasis</i>		140									217.5	113
<i>Conochilus unicornis</i>	2929	2240	16582.5	822	1384		2280	181	160	17030	17110	14063
<i>Euchlanis dilatata</i>						502	87	85	260	130		
<i>Filinia longiseta</i>	23.81	18									218	113
<i>Filinia opoliensis</i>	50	53	83	26				74	120	715		113
<i>Gastropus</i> sp.		158			188		181					
<i>Hexartra intermedia</i>	25	18								65	217.5	563
<i>Kellicotia bostoniensis</i>				133.3	215		23.21	7			72.5	
<i>Keratella americana</i>		227.5	83	264	753	154	157.99	170	720	1300	1885	6638
<i>Keratella cochlearis</i>		70			94		14.51	7	40	325	145	1238
<i>Keratella lenzi</i>		35		48	417	172	225.69	13	20			
<i>Keratella quadrata</i>							23.21					
<i>Keratella</i> sp										65		
<i>Keratella tecta</i>									180	2860	1523	3825
<i>Keratella tropica</i>										130		
<i>Lecane bulla</i>												113
<i>Lecane proiecta</i>	47.62	9007	5115	1080	336				10			
<i>Lepadella</i> sp							22.57					
<i>Plationus macracanthus</i>	0				296							
<i>Polyarthra vulgaris</i>			82.5	12	13			21.25		65	72.5	
<i>Ptygura libera</i>		52.5										1350
<i>Synchaeta jollyi</i>	425	70	742.5	480	443	3854	208.93		310	65		
<i>Trichocerca cylindrica</i>		91	76		544				413	135	67	131
<i>Trichocerca chatonni</i>		387	377				23		368	125	132	78
<i>Trichocerca similis grandis</i>		205		120	168	436	70	266	59		90	16

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela 14 - Densidade da comunidade zooplanctônica no P3 do reservatório da UHE de Furnas de março de 2011 a fevereiro.

	Mar	Abr	Mai	Jun	Jul	Ago	Set	Out	Nov	Dez	Jan	Fev
Cladocera												
<i>Alona guttata</i>						108						
<i>Alona yara</i>									13			
<i>Bosmina freyi</i>	79		49	2638	3258	3870	1614		3489	6915	403	129
<i>Bosmina hagmanni</i>	234	945	1268	2569	2662	14190	3268	927.5	2991	9875	447	291
<i>Camptochercus australis</i>											87.5	
<i>Ceriodaphnia cornuta cornuta</i>	16458	1671	3364	330	1813	309	3647	7354	6880	11385	3325	7560
<i>Ceriodaphnia cornuta intermedia</i>		641.3							346.7	1208	175	1320
<i>Ceriodaphnia cornuta rigaudi</i>	5938	2008	1121	275	1947	591.3	2298	3246	7280	9315	3063	2700
<i>Ceriodaphnia silvestrii</i>	19896	4253	4924	2475	11920	1277	9690	4306	4400	5060	8138	
<i>Daphnia gessneri</i>	48.08	202.5		28	240		2942	177	120	115	787.5	360
<i>Daphnia laevis</i>		34					368	442				
<i>Diaphanosoma birgei</i>	4531	759	48.75	1265	170	174.7	905	1514	4093	3615	3150	2220
<i>Diaphanosoma brevireme</i>	6879	253				316	786	94.64	43	87.5	1312	720
<i>Diaphanosoma spinulosum</i>	6319	641	682.5		233	135	3021	1079	5120	5620	1750	1320
<i>Diaphanosoma fluviatile</i>	708	152			37	73	21		53	288	88	180
<i>Macrothrix</i> sp								33.13				
<i>Moina minuta</i>	2139	270	1121	3108	2027	1102	1256	772.9	6240	10925	2888	1140
<i>Simocephalus vetulus (mixtus)</i>						40.31	30.65			57.5		
<i>Chydorus pubescens</i>						174						
Copepoda												
nauplius cyclopoida	11250		26325	12650	160	10750	32300		16800	9200	22750	32400
nauplius calanoida	13229		5363	550		5913	1330	0	1200	1725	5250	8400
copepodito calanoida	20938	8370	3803	7480	14320	6343	22990	8414	9280	46920	27300	17160
copepodito cyclopoida	17604	30240	10238	11880	35200	17523	38190	19676	15360	7820	30713	31080
Adulto calanoida		33.75			160	215	760	18.93	160	230	175	0
Adulto cyclopoida		16.88	44.32	0	1200	107.5	1520	198.8	960	115	262.5	0
Harpacticoida			1463	27.5					400	0	0	1800
Rotifera												
<i>Anuraeopsis</i> sp									40			360
<i>Ascomorpha saltans</i>			44		130				187			
<i>Ascomorpha ovalis</i>						120.9	1777	435		230	788	
<i>Asplanchna sieboldi</i>	192				10	13.44	9		80	58		
<i>Brachionus dolabratus</i>		51								460	2450	720
<i>Brachionus falcatus</i>		34	44								525	
<i>Brachionus mirus</i>									360	1783	3675	1260
<i>Collotheca</i> sp	24	439									438	
<i>Conochilus natans</i>	96	51										
<i>Conochilus</i> sp						11933		1420				
<i>Conochilus coenobasis</i>											263	480
<i>Conochilus unicornis</i>	7716	169	2243	1152	3227		1344		3840	21275	13125	15840
<i>Euchlanis dilatata</i>						658	245	76	280	518		
<i>Filinia longiseta</i>		34						73	40		963	
<i>Filinia opoliensis</i>		68	49					97		288	175	300
<i>Gastropus</i> sp.		203			500		95	19				
<i>Hexartra intermedia</i>	104		44	52	10					115	438	120
<i>Kellicotia bostoniensis</i>			44	26	90		61			115		60
<i>Keratella americana</i>		236	49	550	253	42	215	170	147	1437	5950	3960
<i>Keratella cochlearis</i>	48	68			60					230	963	360
<i>Keratella lenzi</i>	96	101	133	131	30	121	245					
<i>Keratella quadrata</i>					80					115		
<i>Keratella</i> sp									13			
<i>Keratella tecta</i>									120	5290	1750	2400
<i>Keratella tropica</i>										173		
<i>Lecane luna</i>		16.88										
<i>Lecane lunaris</i>						5						
<i>Lecane papuana</i>								19				
<i>Lecane proiecta</i>	1130	7358	1121	55	10	13						
<i>Polyarthra vulgaris</i>	0		44.32	131	20		19		13			60
<i>Ptygura libera</i>												660
<i>Synchaeta jollyii</i>	721	68	98	7920	880	1156	9	95	320	115		
<i>Testudinella patina</i>		50.63						227				
<i>Trichocerca cylindrica</i>		1080			330	683.8		521	546	185	221	144
<i>Trichocerca chatonni</i>	68			25		58	760	278		103	87	96
<i>Trichocerca similis grandis</i>	100.3			57.5		172	183.9	53	387		42	

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela 15 - Densidade da comunidade zooplanctônica no P4 do reservatório da UHE de Furnas de maio de 2011 a fevereiro de 2012.

	Mai	Jun	Jul	Ago	Set	Out	Nov	Dez	Jan	Fev
Cladocera										
<i>Alona guttata</i>				48					63.3	
<i>Bosmina freyi</i>	48	326	774	562		1039	1490	67		
<i>Bosmina hagmanni</i>	1093	544	1589	998	281	140	2441	95		51.25
<i>Bosminopsis deitersi</i>						12.81				
<i>Ceriodaphnia cornuta cornuta</i>	428		37.5	288	1891	1448	1280	1596	823	1128
<i>Ceriodaphnia cornuta intermedia</i>							115.2	13.57		51.25
<i>Ceriodaphnia cornuta rigaudi</i>	380			840	1906	2276	448.2	896	697	666
<i>Ceriodaphnia silvestrii</i>	3610	326.3	1313	3552	5450	2460	1114	1748	8645	4920
<i>Daphnia gessneri</i>	333		37.5	360	5450	12.81			31.67	512.5
<i>Diaphanosoma birgei</i>	618			192	1266	1166	560.6	359.3	2108	1711
<i>Diaphanosoma brevireme</i>				19	15.63		27.5	17.5	53.3	1445
<i>Diaphanosoma spinulosum</i>			37.5	768	1297	2345	1351	2268	3058	676.3
<i>Diaphanosoma fluviatense</i>				29	109.4	38.44	64	23.9	258.3	61.25
<i>Macrothrix</i> sp					265.6					
<i>Moina minuta</i>	47.5		75	552	15.63	294.7	3029	108.6	696.7	102.5
<i>Simicephalus latirostris</i>			177.8	24						
<i>Simocephalus vetulus (mixtus)</i>					31.25		17.5			
<i>Chydorus pubescens</i>			262.5	144	4879		525			
<i>Chydorus eurynotus</i>			320		5121		358.5			
<i>Ephemeroporus</i> sp.			75		3731		227.5	271.4		
Copepoda										
nauplius cyclopoida		2175					27825	28975	29925	4613
nauplius calanoida					16500		7350	9975	14250	2050
copepodito calanoida	2185	3263	38	7560	45875	4715	13335	17955	12540	15785
copepodito cyclopoida	16720	3915	1313	43320	375	19578	16170	50730	38570	21730
Adulto calanoida					1375	12.81	70	190	190	
Adulto cyclopoida	143			840		12.8		1615	1615	
Harpacticoida					64125			2375	1900	
Rotifera										
<i>Anuraeopsis</i> sp					47					
<i>Ascomorpha saltans</i>	190		188				105	163		103
<i>Ascomorpha ovalis</i>				72	141	423	334		127	
<i>Asplanchna sieboldi</i>		73		144			88	27	158	
<i>Brachionus calyciflorus</i>							333	489	190	103
<i>Brachionus dolabratus</i>							192		348	1691
<i>Brachionus falcatus</i>						38		41	158	564
<i>Brachionus mirus</i>		104			563		230	95	32	410
<i>Collotheca</i> sp							90	434		
<i>Cephalodella</i> sp		36			16					
<i>Conochilus natans</i>						90				
<i>Conochulus dossuaris</i>							18			
<i>Conochilus coenobasis</i>					531					
<i>Conochilus unicornis</i>		69	1388	27840	24500	13735	1890	8360	1108	3075
<i>Euchlanis dilatata</i>			225	1416	47		845	54		154
<i>Filinia longiseta</i>						602		81		718
<i>Filinia opoliensis</i>					313	90	64.02	475	285	
<i>Gastropus</i> sp.				264		13				
<i>Hexartra intermedia</i>		69						366	411.7	410
<i>Kellicotia bostoniensis</i>	380	5003	2025	24	15.6		13		221.7	
<i>Keratella americana</i>		1243	4500			666	359	1083	1678	1640
<i>Keratella cochlearis</i>		587			15.6	231	1037	217		256
<i>Keratella lenzi</i>		73	300			179	51			
<i>Keratella tecta</i>			263				333	176	1172	769
<i>Keratella tropica</i>								14		
<i>Lecane bulla</i>					78					
<i>Lecane proiecta</i>	1710	145	38						222	15273
<i>Lepadella</i> sp						410				
<i>Plationus macracanthus</i>	95	73				13		14		
<i>Plationus patulus</i>			38							
<i>Polyarthra vulgaris</i>		73	150	72			18	14	63	51
<i>Ptygura libera</i>					31					
<i>Sinantherina</i> sp						64		14		
<i>Synchaeta jollyi</i>		73	25313	840				68		
<i>Trichocerca cylindrica</i>			38	201	15760	37	202	19	127	84
<i>Trichocerca chattoni</i>				16	6250	53	514	73		
<i>Trichocerca similis grandis</i>					4240			17		79

Fonte: Elaboração da autora.

Tabela 16 - Densidade da comunidade zooplancônica no P5 do reservatório da UHE de Furnas de maio de 2011 a fevereiro de 2012.

	Mai	Jun	Ago	Set	Out	Nov	Dez	Jan	Fev
Cladocera									
<i>Alona guttata</i>			12			11.88	11.25		11
<i>Bosmina freyi</i>	292	52	1497	403	689	1642	1547	9	252
<i>Bosmina hagmanni</i>		111	1100	330.3	1437	1189	763	23	98
<i>Bosminopsis deitersi</i>						24			
<i>Ceriodaphnia cornuta cornuta</i>	204		499	3667	2886	2242	1260	950	1750
<i>Ceriodaphnia cornuta intermedia</i>			71			119			175
<i>Ceriodaphnia cornuta rigaudi</i>	175		1057	3190	2438	1603	1290	792	1444
<i>Ceriodaphnia silvestrii</i>	2246	61	1769	3410	5070	1366	960	9690	5513
<i>Daphnia gessneri</i>	29		178	623	39				306
<i>Diaphanosoma birgei</i>		20	190	1430	858	616	900	2613	1850
<i>Diaphanosoma brevireme</i>			21	43	702	14			1906
<i>Diaphanosoma spinulosum</i>	146		288	1091	4973	3230	2190	3278	1906
<i>Diaphanosoma fluviatile</i>				77	78	12	30	348.3	156
<i>Macrothrix</i> sp				37					
<i>Moina minuta</i>	58		368	367	644	986	420	602	394
<i>Simicephalus latirostris</i>			48						
<i>Simicephalus vetulus (mixtus)</i>		41							
<i>Chydorus pubescens</i>					177				
<i>Chydorus eurynotus</i>			12		174				
<i>Chydorus</i> sp				55		356	120		
Copepoda									
nauplius cyclopoida	13563	613				17575	23850	9975	13125
nauplius calanoida	875					10450	6300	4750	3500
copepodito calanoida	3675	306	7695	10230	10628	14250	12780	19095	21963
copepodito cyclopoida	15138	1143	20235	30030	34223	24890	34200	12635	36925
Adulto calanoida			285		292.5	95	90	190	
Adulto cyclopoida			190	550	390	380		760	
Harpacticoida						83	900		875
Rotifera									
<i>Ascomorpha saltans</i>			12				120		175
<i>Ascomorpha ovalis</i>		123	24	183	683	243		127	
<i>Asplanchna sieboldi</i>			24	220		24		63	
<i>Brachionus calyciflorus</i>						784	930	253	
<i>Brachionus dolabratus</i>						139	450	127	263
<i>Brachionus falcatus</i>	175				58.5		90	190	656
<i>Brachionus mirus</i>		61				83	90		175
<i>Collotheca</i> sp				1173	137	36		95	219
<i>Conochilus coenobasis</i>	788								
<i>Conochilus unicornis</i>	1050		19000	7040	3081	18145	5490	7505	8225
<i>Euchlanis dilatata</i>			1164	1210	234	429	420		
<i>Filinia longiseta</i>					293	143	210	63	394
<i>Filinia opoliensis</i>				110		35	1140	235	
<i>Gastropus</i> sp.			36	257					
<i>Hexartra intermedia</i>						59	540	380	218.8
<i>Kellicotia bostoniensis</i>	2713	1531	12	73		12		95	
<i>Keratella americana</i>	700	316	24	73	1248	313	1920	1362	1575
<i>Keratella cochlearis</i>		143			136.5	174	510	222	88
<i>Keratella lenzi</i>	263	41	59	183	195	83			
<i>Keratella</i> sp.						475			
<i>Keratella tecta</i>						154	1620	380	613
<i>Keratella tropica</i>							120		
<i>Lecane proiecta</i>	5250	41		110		24	30	63	8400
<i>Plationus macracanthus</i>	525	20							
<i>Polyarthra vulgaris</i>		40	24					222	88
<i>Ptygura libera</i>									88
<i>Sinantherina</i> sp						12	30		
<i>Synchaeta jollyii</i>		61.25	475						
<i>Trichocerca cylindrica</i>			178	52		58	83		80
<i>Trichocerca chatonni</i>		12	97	58	117	287	97		83
<i>Trichocerca similis grandis</i>		8	22			58			12

Fonte: Elaboração da autora.