



UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE
ESCOLA DE QUÍMICA E ALIMENTOS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA E CIÊNCIA DE ALIMENTOS

**REMOÇÃO DE FÓSFORO PELA CIANOBACTÉRIA *Aphanothece*
microscopia Nägeli EM CULTIVOS HETEROTRÓFICOS**

Quim^a Ambiental Juliana Guerra Vieira

Prof^a Dr^a Maria Isabel Queiroz

Orientadora

RIO GRANDE, RS

2011



UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE
ESCOLA DE QUÍMICA E ALIMENTOS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENGENHARIA E CIÊNCIA DE ALIMENTOS

**REMOÇÃO DE FÓSFORO PELA CIANOBACTÉRIA *Aphanothece*
microscopia Nägeli EM CULTIVOS HETEROTRÓFICOS**

Quim^a Ambiental Juliana Guerra Vieira

Dissertação apresentada como parte
dos requisitos para obtenção do título
de Mestre em Engenharia e Ciência de
Alimentos

Prof^a Dr^a Maria Isabel Queiroz
Orientadora

RIO GRANDE, RS
2011

AGRADECIMENTOS

Quero agradecer primeiramente a Professora Maria Isabel Queiroz por ter me acolhido em seu laboratório e em sua vida nesses dois anos que se passaram e nos próximos quatro que ainda virão. Pela orientação, auxílio financeiro e amizade.

A minha mãe, minha única e melhor metade que sempre esteve e sempre vai estar ao meu lado. Meu exemplo de que tudo é possível quando se tem respeito, boa vontade e determinação.

Ao meu esposo, amor da minha vida, meu melhor amigo e fiel companheiro Juliart, meu geógrafo-“químico” que me acompanha nesta caminhada há doze anos ajudando a concretizar os nossos sonhos.

Ao Professor Eduardo Jacob Lopes pela dedicação, colaboração e auxílio na execução do trabalho.

Aos professores da banca Luis A. A. Pinto, Eliana Furlong e Loraine André Isoldi.

Aos professores Milton L. P. Espírito Santo, Professora Eliana Furlong e a técnica Jesus por gentilmente emprestar seus equipamentos e dependências, bem como pela cooperação e atenção na realização deste trabalho.

Aos novos amigos, Adriana, Cristiano, Débora, Juliana, Lidiane, Liziane, Marina, Nádia, Nívia e Rogério pela convivência divertida e pela ajuda prestada.

A secretária Islanda pela amizade e dedicação.

Ao funcionário da biblioteca Sr. Iradilson sempre disposto a ajudar.

A todos que direta ou indiretamente contribuíram de alguma forma para a realização deste trabalho.

À Universidade Federal do Rio Grande pela formação.

A Deus que faz tudo acontecer não do jeito que queremos, mas como tem que acontecer.

“Se você pode achar um caminho sem obstáculos, provavelmente ele não leva
a lugar nenhum.”

Frank A. Clark

SUMÁRIO

AGRADECIMENTOS	ii
SUMÁRIO	iv
LISTA DE TABELAS	vi
LISTA DE FIGURAS	vii
NOMENCLATURA	viii
CAPÍTULO 1 – INTRODUÇÃO GERAL	1
RESUMO	2
ABSTRACT	3
1 INTRODUÇÃO	4
CAPÍTULO 2 – REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	6
2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	7
2.1 Efluente da indústria de laticínios	7
2.2 Utilização de microalgas no tratamento de efluentes	8
2.3 <i>Aphanothece microscopica</i> Nägeli	10
2.4 Fósforo em águas residuárias	13
2.5 Remoção de fósforo por microalgas	17
3 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS	19
CAPÍTULO 3 – DESENVOLVIMENTO DO TRABALHO	29
ARTIGO 1 - Influência da temperatura na remoção de fósforo por <i>Aphanothece microscopica</i> Nägeli em biorreatores heterotróficos	30
RESUMO	31
ABSTRACT	32
1 INTRODUÇÃO	33
2 MATERIAL E MÉTODOS	34
2.1 Microrganismo e condições de cultivo	34
2.2 Água residuária	34
2.3 Biorreator	35
2.4 Obtenção dos dados cinéticos	35
2.5 Parâmetros cinéticos	35
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	36
4 CONCLUSÃO	38
5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	39
ARTIGO 2 - Dinâmica de remoção de fósforo a partir do efluente de laticínios por culturas de cianobacteria	41
RESUMO	42

ABSTRACT	43
1 INTRODUÇÃO	44
2 MATERIAL E METODOS	45
2.1 Microrganismos e condições de cultivo	45
2.2 Água Residuária	45
2.3 Biorreator	46
2.4 Obtenção dos dados cinéticos	47
2.5 Parâmetros cinéticos	47
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	48
4 CONCLUSÃO	52
5 REFERÊNCIAS	53
CAPÍTULO 4 – CONCLUSÃO GERAL	56
CONCLUSÃO GERAL	57
CAPÍTULO 5 – REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	58
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	59

LISTA DE TABELAS

TÍTULO Influência da temperatura na remoção de fósforo por <i>Aphanothece microscopica</i> Nägeli em biorreatores heterotróficos.....	30
Tabela 1 Características do efluente de laticínios.....	36
Tabela 2 Constantes cinéticas para consumo de fosfato em biorreatores heterotróficos.....	37
Tabela 3 Coeficientes de temperatura e energia de ativação para o biorreator heterotrófico.....	38
TÍTULO Dinâmica de remoção de fósforo por <i>Aphanothece microscopica</i> Nägeli em biorreatores heterotróficos.....	41
Tabela 1 Características do efluente de laticínios.....	46
Tabela 2 Cinética de remoção de fósforo em efluente de laticínio por cianobactéria.....	48
Tabela 3 Eficiências de remoção de fósforo por <i>Aphanothece microscópica</i> Nägeli em biorreatores heterotróficos.....	50
Tabela 4 Avaliação da cinética de crescimento.....	52

LISTA DE FIGURAS

TÍTULO Influência da temperatura na remoção de fósforo por <i>Aphanothece microscopica</i> Nägeli em biorreatores heterotróficos.....	30
Figura 1 Diagrama esquemático do biorreator heterotrófico.....	35
TÍTULO Dinâmica de remoção de fósforo por <i>Aphanothece microscopica</i> Nägeli em biorreatores heterotróficos.....	41
Figura 1 Organograma das análises das frações de fósforo.....	45
Figura 2 Diagrama esquemático do biorreator heterotrófico.....	47
Figura 3 Ajuste dos dados experimentais pelo método integral para dados cinéticos de ordem zero (PTD a 30°C).....	49
Figura 4 Comportamento das frações de fósforo orgânico suspenso e fósforo suspenso total a 30°C.....	50
Figura 5 Remoção de DQO e N-NTK a 30°C.....	51

NOMENCLATURA

μ_{\max} : velocidade específica de crescimento máxima (dia^{-1})
 θ : coeficiente de temperatura
A: fator de frequência
APHA: American Public Health Association
AVT: acidez volátil total (mg.L^{-1})
BG - 11: Brau-Grunow Medium
C: concentração final (mg.L^{-1})
Co: concentração inicial (mg.L^{-1})
C/N: razão entre carbono e nitrogênio
C/P: razão carbono e fósforo
DQO: demanda química de oxigênio (mg.L^{-1})
E: eficiência de remoção (%)
Ea: Energia de ativação (kJ.mol^{-1})
E: eficiência de remoção (%)
k: constante de velocidade (h^{-1})
N/P: razão nitrogênio e fósforo
N-NTK: nitrogênio total Kjeldahl (mg.L^{-1})
OG: óleos e graxas (mg.L^{-1})
p: probabilidade de diferença entre médias
PDHA: fósforo dissolvido por hidrólise ácida (mg.L^{-1})
PDSHA: fósforo suspenso dissolvido por hidrólise ácida (mg.L^{-1})
PDT: fósforo dissolvido total (mg.L^{-1})
PRD: fósforo reativo dissolvido (mg.L^{-1})
POD: fósforo orgânico dissolvido (mg.L^{-1})
POS: fósforo orgânico suspenso (mg.L^{-1})
PSR: fósforo suspenso reativo (mg.L^{-1})
PST: fósforo suspenso total (mg.L^{-1})
PVC: cloreto de polivinila
Px: produtividade ($\text{g.L}^{-1}.\text{dia}^{-1}$)
R: constante universal dos gases ($\text{kJ.mol}^{-1}.\text{K}^{-1}$)
 R^2 : coeficiente de determinação
r: taxa de remoção ($\text{mg.L}^{-1}.\text{h}^{-1}$)
 r_{293} : taxa de reação a 293 K ($\text{mg.L}^{-1}.\text{h}^{-1}$)
rT: taxa de reação ($\text{mg.L}^{-1}.\text{h}^{-1}$)
SF: sólidos fixos (m.L^{-1})

SS: sólidos suspensos (mg.L^{-1})

ST: sólidos totais (mg.L^{-1})

SV: sólidos voláteis (mg.L^{-1})

t: tempo de reação (h)

T: temperatura (K)

TP: fósforo total (mg.L^{-1})

VVM: volume de ar por volume de meio por minuto ($\text{m}^3 \text{m}^{-3} \text{min}^{-1}$)

$X_{\text{máx}}$: Concentração celular máxima (g.L^{-1})

CAPITULO 1
INTRODUÇÃO GERAL

RESUMO

Nesta dissertação foi demonstrada a potencialidade da cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli em cultivo heterotrófico para remover fósforo do efluente de laticínio, bem como o efeito da temperatura no bioprocesso. Para tanto o trabalho é composto por dois artigos. O primeiro intitula-se “Influência da temperatura na remoção de fósforo por *Aphanothece microscopica* Nägeli em biorreatores heterotróficos”, e teve por objetivo avaliar a eficiência da cianobactéria em remover heterotroficamente fósforo total dissolvido do efluente de processamento de laticínios. A análise dos resultados mostrou que a remoção de fósforo é independente de sua concentração no sistema, porém depende fortemente da temperatura. Ficou demonstrado, que a remoção é altamente sensível a temperatura principalmente no intervalo de 10°C – 20°C e nessas condições a operacionalidade do biorreator deverá ser ajustada para manutenção da eficiência do processo. O segundo artigo tem como título “Dinâmica de remoção de fósforo por *Aphanothece microscopica* Nägeli em biorreatores heterotróficos” e avaliou a remoção das formas de fósforo reativo, fósforo hidrolisável, fósforo total e fósforo orgânico, total e dissolvida, bem como de DQO e N-NTK nas temperaturas de 10°C, 20°C e 30°C em 24 h, a fim de investigar a dinâmica de remoção de diferentes formas de fósforo do efluente de laticínio em biorreatores heterotróficos. Foi possível concluir que a fração de fósforo predominante no efluente de laticínio foi a orgânica dissolvida, seguida de fósforo reativo dissolvido. A cianobactéria foi capaz de remover formas simples de fósforo, como reativo e complexas, fósforo hidrolisável e orgânico, bem como DQO e N-NTK. No que se refere ao fósforo suspenso, foi verificado que as frações de fósforo orgânico suspenso e fósforo suspenso total apresentaram baixa remoção. Foi observado que no intervalo de 20°C a 30°C foi registrado o maior desempenho quanto à remoção de fósforo para um tempo de detenção hidráulica de 16 h. Nos experimentos realizados à temperatura de 20°C foram registrados os melhores valores cinéticos resultando em uma máxima concentração celular de 0,84 g.L⁻¹, velocidade máxima de crescimento de 8,64 dias⁻¹ e produtividade de 3,85 g.L⁻¹. dia⁻¹. Assim, a análise dos resultados permite concluir que a remoção de fósforo, DQO e N-NTK em condições heterotróficas por *Aphanothece microscopica* Nägeli é rota em potencial para o tratamento de efluente de laticínio.

Palavras-chave: cianobactéria; fósforo; heterotrófico; efluente de laticínios

ABSTRACT

In this dissertation, the potentiality of the *Aphanothece microscopica* Nägeli cyanobacteria was demonstrated in heterotrophic cultivation to remove phosphorus from the dairy effluent, as well as the effect of the temperature in the bioprocess. So, the work is composed by two articles. The first one is entitled “Influence of temperature in the removal of phosphorus by *Aphanothece Microscopica* Nägeli in heterotrophic bioreactors”, and it aims to evaluate the cyanobacteria’s efficiency in heterotrophically removing dissolved total phosphorus from the effluent of dairy processing. The analysis of the results showed that the removal of phosphorus is independent from its concentration in the system, however, it strongly depends on the temperature. Therefore, it was demonstrated that the removal is highly sensitive to the temperature, mostly between 10°C and 20°C. And in these conditions, the bioreactor serviceability should be adjusted for process efficiency maintenance. The second article is entitled “Phosphorus removal by *Aphanothece microscopica* Nägeli dynamic in heterotrophic bioreactors” and it evaluated the removal of reactive, hydrolysable, total and organic forms of phosphorus, both total and dissolved, as well as COD and N-NTK in the temperatures from 10°C, 20°C and 30°C in 24 h, in order to investigate the removal dynamic of different forms of phosphorus from the dairy effluent in heterotrophic bioreactors. It was possible to conclude that the predominant fraction of phosphorus in the dairy effluent was the dissolved organic one, followed by the dissolved reactive one. The cyanobacteria was able to remove simple forms of phosphorus, like reactive phosphorus, and complex ones, like hydrolysable and organic phosphorus, as well as COD and N-NTK. As for the suspended phosphorus, it was verified that the fractions of suspended organic phosphorus and suspended total phosphorus presented low removal. It was observed that between 20°C and 30°C it was registered the highest performance of phosphorus removal in a period of hydraulic detention of 16 h. In the analyzed experiments performed at a temperature of 20°C, it was registered the best kinetic values, resulting in a maximum cellular concentration of 0,84 g.L⁻¹, maximum speed of growth of 8,64 day⁻¹ and productivity of 3,85g.L⁻¹.day⁻¹. Therefore, the analysis of the results allow to conclude that the phosphorus, COD and N-NTK removal in heterotrophic conditions by *Aphanothece microscopica* Nägeli is a potential route for the dairy effluent treatment.

Keywords: cyanobacteria; phosphorus; heterotrophic; dairy effluents

1 INTRODUÇÃO

A industrialização crescente e a rápida urbanização têm aumentado consideravelmente a taxa de poluição das águas. A redução deste recurso natural têm sido uma grave restrição para o crescimento industrial e de um razoável padrão de vida urbano. A exigência de água nas etapas de uma indústria de laticínios é elevada, pois inclui as etapas de limpeza, sanitização, aquecimento, refrigeração e lavagem de chão. Os resíduos de laticínios distinguem-se pela elevada carga de matéria orgânica, altos níveis de sólidos dissolvidos ou suspensos, óleos e gorduras, nutrientes tais como a amônia ou sais minerais e fosfatos e, portanto, requerem uma atenção adequada antes de sua eliminação (SARKAR et al., 2006).

O fósforo é conhecido como um dos poluentes com maior potencial poluidor em corpos de água, incluindo lagos, rios, represas e riachos (MUSCUTT; WITHERS, 1996; PARK; JUNG, 2011). As formas habituais de fósforo encontradas em águas superficiais são o ortofosfato, polifosfato e orgânicos. Os principais compostos de fósforo nas águas residuárias são geralmente ortofosfatos, juntamente com quantidades menores de fosfato orgânico (IRDEMEZ et al., 2006; RINKER; POWELL, 2006; WORSFOLD et al., 2008).

Os processos biológicos necessitam de fósforo para a síntese celular, uma vez que este elemento está associado a inúmeras rotas bioquímicas. Neste sentido, sistemas de tratamento de efluentes com foco no desenvolvimento sustentável têm sido desenvolvidos extensivamente, visando a reciclagem e valorização dos compostos poluentes, onde estão inseridos os sistemas de tratamento com microalgas.

As características metabólicas destes organismos possibilitam a exploração de variados processos biotecnológicos interessantes para a exploração tecnológica visando o tratamento de efluentes e produção de insumos.

A manipulação do metabolismo heterotrófico que algumas espécies apresentam é considerada atrativa por permitir a conversão de poluentes em insumos intermediários e produtos finais de processos relacionados à bioenergia, alimentação e farmacêuticos. Nestes processos, a remoção eficiente em um único estágio de matéria orgânica, nitrogênio e fósforo é considerada a principal vantagem em termos de tratamento de efluentes. Em adição, a geração de biomassa com elevado teor de proteínas e lipídios possibilita seu reuso para diferentes propósitos.

A implementação efetiva de sistemas de tratamento de águas residuárias é baseada no critério *passo a passo*. Este procedimento adota a estratégia da remoção em etapas dos compostos poluentes. Historicamente, a remoção de matéria orgânica foi a preocupação inicial, seguida dos compostos nitrogenados. No estágio atual a

remoção de fósforo tem sido considerada a principal barreira a ser transposta pelas estações de tratamento. Este critério, normalmente usado em condições de restrição de recursos tecnológicos e financeiros estabelece prazos para o cumprimento da legislação.

O reduzido padrão de emissão para este poluente, associado a processos de remoção desequilibrados, tem pressionado ao desenvolvimento de sistemas de tratamento voltados a sustentabilidade das atividades industriais. Esta abordagem considera a possibilidade de reutilizar os compostos poluentes, como insumos de um determinado processo, agregando valor e reduzindo os custos de tratamento.

Neste sentido a utilização de cianobactérias no tratamento de efluentes é uma alternativa viável para a remoção de matéria orgânica de efluentes, juntamente com os nutrientes presentes, tais como fósforo e nitrogênio. Estes microrganismos têm sido estudados no tratamento e pós-tratamento de efluentes industriais (LALIBERTÉ et al., 1997; TAM; WONG, 2000; DELLAMATRICE; MONTEIRO, 2006; QUEIROZ et al., 2007; ZEPKA et al., 2008; HARUN et al., 2010; HORNES et al., 2010).

O Laboratório de Biotecnologia da Universidade Federal do Rio Grande vem há muitos anos estudando a cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli, microrganismo este de representativa ocorrência ao redor da cidade de Rio Grande, RS. Apresenta como característica baixo tempo de geração quando cultivada no efluente de agroindústrias como da parboilização do arroz, do processamento de pescado e da indústria de laticínios e tem sido utilizada como elemento removedor de nutrientes dos efluentes das indústrias de alimentos com grande sucesso em pesquisas gerenciadas a nível laboratorial e piloto, principalmente em cultivo heterotrófico a fim de otimizar o processo de remoção de nutrientes em águas residuárias, assim como no aproveitamento das diversas substâncias presentes no efluente para a conversão em biomassa (BASTOS et al., 2004; QUEIROZ et al., 2004; JACOB-LOPES et al., 2007; QUEIROZ et al., 2007; ZEPKA et al., 2008; HORNES et al., 2010; ZEPKA et al., 2010; QUEIROZ et al., 2011). No entanto no que se refere a remoção de fósforo de efluentes industriais pouco tem sido feito. Em face disto, o trabalho teve por objetivo avaliar o efeito da temperatura na remoção do fósforo pela cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli em cultivos heterotróficos.

CAPITULO 2
REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

2.1 Efluente da indústria de laticínios

A indústria de laticínios têm crescido na maioria dos países do mundo devido ao aumento constante da procura de leite e produtos lácteos. Por sua vez esta atividade é altamente poluente gerando até 10 L de efluente por litro de leite processado (VOURCH et al., 2008). Na maioria dos casos, esses efluentes não são tratados com o objetivo de remover nutrientes, visto que os tratamentos convencionais eliminam apenas matéria carbonada, contribuindo assim com elevadas concentrações de fósforo e compostos nitrogenados (CHIMENOS et al., 2006; IRDEMEZ et al., 2006; GOLDER et al., 2006; KUSHWAHA et al., 2010).

Munavalli e Saler (2009) reportam que cerca de 2 % do total de leite processado é desperdiçado no sistema de esgotos. Este leite se mistura com as águas produzidas na partida, na lavagem de várias unidades de processamento, bem como com a água gerada durante a limpeza de pisos e operação do dia-a-dia das outras plantas.

Na indústria de laticínios processos como a elaboração de queijos e operações como a lavagem de silos, tubulações, tanques, pasteurizadores e equipamentos demandam grandes volumes de água, carreando consigo grandes volumes de soro de leite e resíduos industriais. Em alguns casos, cada litro de leite processado pode gerar até onze litros de efluente enviado ao tratamento final (ZADOW, 1994).

Os efluentes da indústria de laticínio diferem largamente tanto em quantidade como em qualidade dependendo do tipo de produto, os quais irão apresentar características distintas. Muitos destes produtos são manufaturados separadamente, fazendo com que a carga poluente apresente mudanças ao longo do período de produção. A carga de compostos orgânicos neste tipo de efluente é determinada pela quantidade de lactose, lipídios e proteínas, e a relação entre estas substâncias pode ser extremamente variada, o que afeta a sua susceptibilidade ao tratamento biológico. Em função disso é observada uma redução na eficiência das plantas de tratamento de efluentes das indústrias de laticínios (JANCZUKOWICZ et al., 2007).

A água residuária da indústria de laticínios é semelhante à maioria dos outros efluentes agroindustriais, caracterizados por uma grande demanda bioquímica de oxigênio e demanda química de oxigênio, podendo chegar a 2 900 mg. L⁻¹ e 5 000 mg. L⁻¹, respectivamente, bem como apresentam um faixa ampla de N-NTK (16,5 mg. L⁻¹ – 113,18 mg. L⁻¹ e para fósforo (2,4 mg. L⁻¹– 38,6 mg. L⁻¹), demonstrando seu alto teor

de material orgânico (BANU et al., 2008; KAEWSUK et al., 2010; KUSHWAHA et al., 2010; MOHAN et al., 2010). Além disso, Hamdani et al. (2005) observaram que embora a composição do efluente de laticínio seja variável de acordo com o tipo de atividade ela depende da produção e do processo de execução, sendo sua característica comum uma mistura de matéria orgânica, nitrogênio e fósforo.

Os processos utilizando cultivo de microalgas também são largamente estudados para remoção de substâncias orgânicas e inorgânicas, oriundos de efluentes de estações de tratamento, (SANCHO; CASTILLO; YOUSFI, 1997), pois atuam como agentes purificadores de alta eficiência, uma vez que utilizam os nutrientes presentes na composição do efluente para o seu desenvolvimento (SANCHO; CASTILLO; YOUSFI, 1999; PIZARRO et al., 2006). Lincoln, Wilkie e French (1996) utilizaram o efluente de laticínios oriundo de um tratamento de um segundo estágio de uma lagoa anaeróbia como meio de cultivo para a cianobactéria *Arthrospira platensis*. Os autores reportam importante capacidade de remoção de nitrogênio amoniacal com reduções de 100 mg.L⁻¹ a menos de 1 mg.L⁻¹ em sete dias, sendo a taxa máxima de remoção de 24 mg.L⁻¹ por dia. Foram constatadas remoção de fósforo total de 41 %.

2.2 Utilização de microalgas no tratamento de efluentes

O uso de microalgas e cianobactérias no tratamento de efluentes teve início na década de 60 e é motivado até hoje. Estes microrganismos possuem a habilidade de consumir substâncias orgânicas e inorgânicas, como nitrogênio e fósforo das águas residuárias, gerando diversas formas de compostos químicos úteis como produtos farmacêuticos, biocombustíveis, ração animal e clorofila, desacelerando o processo de eutrofização dos corpos receptores (HAMMOUDA et al. 1995; LINCOLN et al., 1996, VILCHEZ et al., 1997; DUMAS et al., 1998; SHI et al., 2000; BASTOS et al., 2004; QUEIROZ et al., 2004; JACOB-LOPES et al., 2006; JACOB-LOPES et al., 2007; TRAVIESO et al., 2006; QUEIROZ et al., 2007; ZEPKA et al., 2008; HARUN et al., 2010; HORNES et al., 2010; ZEPKA et al., 2010).

Estudos propõem o tratamento biológico de águas residuais por cianobactérias, motivados pelo metabolismo heterotrófico destes microrganismos, com o consumo de moléculas orgânicas e nutrientes inorgânicos na ausência de luz (ARDELEAN; ZARNEA, 1998; TAM; WONG, 2000). A abordagem de crescimento heterotrófico elimina as duas principais deficiências do cultivo autotrófico: permitir a utilização de praticamente qualquer biorreator, como as utilizadas para a produção industrial de

medicamentos, bebidas, aditivos alimentares, e de energia e rendimento, bem como uma redução significativa nos custos para a maioria dos processos (HARUN et al., 2010; ZEPKA et al., 2010; PEREZ-GARCIA et al., 2011; QUEIROZ et al., 2011). A relação custo-benefício e a relativa simplicidade de operação e manutenção diária são as principais atrações da abordagem do crescimento heterotrófico. Outro lado bastante significativo é a possibilidade de obter, heterotroficamente alta densidade de células de microalgas possibilitando a sua aplicação em escala industrial (CHEN, 1996; LEE; KIM, 2001; GRAVERHOLT; ERIKSEN, 2007; PEREZ-GARCIA, 2011).

Os efluentes contendo concentrações variáveis de nutrientes orgânicos e inorgânicos, na presença ou ausência de luz e diferentes condições de temperatura, pH, oxigênio dissolvido, luminosidade entre outras condições de cultivo são suficientes para promover o crescimento destes microrganismos (BLIER et al., 1996; GONZÁLES et al., 1997; TAM; WONG, 2000; LEE & KIM, 2001; BASHAN et al., 2002; BASTOS et al., 2004; TRAVIESO et al., 2006; QUEIROZ et al., 2007; HARUN et al., 2010; HORNES et al., 2010; ZEPKA et al., 2010).

O decréscimo da taxa de assimilação de nutrientes do meio pode ser um passo limitante para o crescimento de microrganismos à baixa temperatura. Algumas enzimas relacionadas à assimilação estão associadas com as membranas. A insaturação dos lipídios das membranas protegem essas enzimas da inativação à baixa temperatura (QUOC; DUBACQ, 1997; SAKAMOTO et al., 1998).

As temperaturas altas podem causar a inativação das enzimas das vias metabólicas enquanto que em temperaturas baixas as atividades enzimáticas são reduzidas, além de ser impedido o fluxo de nutrientes através da membrana celular, resultando em alta demanda para a energia de manutenção (CONVERTI; DOMINGUEZ, 2001).

Bastos et al. (2004) estudaram o cultivo da cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli no efluente da parboilização do arroz na ausência de luz, 30°C e inóculos de 100 mg.L⁻¹. As variáveis cinéticas de crescimento demonstraram a viabilidade da aplicação da *Aphanothece* no efluente da parboilização arroz, sendo obtidas altas concentrações celulares (650 mg.L⁻¹) em 72 h de cultivo. Nas mesmas condições, Queiroz et al. (2007) verificaram que as máximas eficiências de remoção para as variáveis DQO e N-NTK ocorreram em 15 h de cultivo, com valores de 83,4 % e 72,7 %, respectivamente. As microalgas *Scenedesmus* sp. e *Chlorella vulgaris* foram avaliadas quanto a capacidade de remover os nutrientes amônia e fósforo quando utilizados no tratamento secundário de águas residuárias de forma rápida e eficiente, o

que gerou uma biomassa de alto valor agregado. Os autores concluíram que as microalgas em estudo poderiam ser uma boa opção como tratamento terciário na remoção desses componentes, verificando uma maior eficiência na remoção de amônia e moderada eficiência para o fósforo quando comparado com as cianobactérias *Phormidium* e *Spirulina* (GONZÁLES et al., 1997; ZHANG et al., 2008). Martínez et al. (2000) estudaram a remoção de fósforo e nitrogênio pela microalga *Scenedesmus obliquus* no efluente doméstico em cultivos com e sem sistema de agitação e diferentes condições de temperatura (20°C a 35°C), e verificaram que os melhores resultados ocorreram nos cultivos com agitação a 25°C, apresentando remoções de 98 % em 94,3 h e 100 % em 188,3 h para os parâmetros fósforo e amônia, respectivamente.

Xin et al. (2010) avaliaram o efeito de diferentes tipos de fontes de nitrogênio sobre as propriedades de remoção de nitrogênio e fósforo de uma microalga recém-isoladas, *Scenedesmus* sp. LX1 e obtiveram com nitrato ou uréia como fonte de nitrogênio, remoção de N-NTK de 90,4 % e a remoção de fósforo total chegando a 87,8 %. Ruiz-Marin et al. (2010) analisaram o crescimento e a capacidade de remoção de nitrogênio e fósforo em batelada de águas residuárias urbanas por duas espécies de microalgas e constataram que a remoção mais eficaz foi obtida pela microalga *Scenedesmus* após 48 horas de tratamento.

2.3 *Aphanothece microscopica* Nägeli

As cianobactérias estão enquadradas como algas verde-azuladas. Estes microrganismos são fotossintetizantes e, associada a esta capacidade, algumas linhagens possuem a faculdade de fixar nitrogênio atmosférico, conferindo a estes organismos as necessidades nutricionais mais simples de todos os seres conhecidos (FAY, 1983; OGBONNA; TANAKA, 2000; OLGUÍN et al., 2001; RANGEL-YAGUI et al., 2004; THAJUDDIN; SUBRAMANIAN, 2005). As cianobactérias possuem mecanismos bioquímicos especializados para acessar nutrientes essenciais (nitrogênio, fósforo e ferro) que frequentemente limitam o crescimento de outros microrganismos presentes no meio (SAHA; UMA; SUBRAMANIAN, 2003).

A cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli ocorre em altas concentrações no estuário da Lagoa dos Patos, com florações constantes durante todo ano. A Universidade Federal do Rio Grande, mais especificamente, no Laboratório de Biotecnologia vêm desenvolvendo inúmeras pesquisas no que se refere ao tratamento de efluentes associado a produção de proteína unicelular com

importantes resultados (QUEIROZ; KOETZ, 1997; QUEIROZ et al., 2001; QUEIROZ et al., 2004; QUEIROZ et al., 2006; QUEIROZ et al., 2007; ZEPKA et al., 2008; HORNES et al., 2010; ZEPKA et al., 2010; QUEIROZ et al., 2011).

Nesse sentido, Queiroz et al. (2001) e Queiroz et al. (2004) utilizaram a cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli na remoção de N-NTK e matéria orgânica do efluente da indústria de parboilização de arroz na ausência de luz, encontrando uma remoção de 90,37 % para nitrogênio em 15 h para inóculo de 300 mg.L⁻¹ a 25°C. Os resultados demonstram que a *Aphanothece microscopica* Nägeli pode ser cultivada na ausência de luz, o que viabiliza o tratamento do efluente da parboilização do arroz. Além disso, Queiroz et al. (2001) avaliaram o potencial de produção de proteína unicelular a partir da água de maceração do arroz parboilizado por *Aphanothece microscopica* Nägeli, quando esta é inoculada a 28 °C, por um período de 96 h. Foram registrados máximos de remoção de DQO (89,47 %) e N-NTK (70,41 %) em 24 h de cultivo e o valor médio em teor de proteína de 38,80 % neste período. Demonstrou-se a partir desses resultados a viabilidade da utilização da *Aphanothece microscopica* Nägeli no tratamento de efluentes e na produção de proteína unicelular.

Os fatores de maior importância em um cultivo de cianobactérias são a temperatura, nutrientes, pH e para determinados processos a luminosidade (MARTÍNEZ et al., 2000; EHIRA et al., 2003; OBAJA et al., 2003; FONTENOT et al., 2007). Jacob-Lopes et al. (2007) investigaram as características de secagem da *Aphanothece* nas temperaturas de 40°C, 50°C e 60°C e espessuras de amostra de 3 mm, 5 mm e 7 mm. Pode-se observar um forte efeito da temperatura sobre a cor instrumental e clorofila-a. As espessuras avaliadas apresentaram um efeito significativamente menor no final. Jacob-Lopes et al. (2008) descreveram a remoção de dióxido de carbono dissolvido na fase aquosa de um fotobiorreator tubular por *Aphanothece microscopica* Nägeli em diferentes intensidades luminosas (960, 3000, 6000, 9000 e 11.000 lux) e temperatura (21,5 °C, 25 °C, 30 °C, 35 °C e 38,5 °C), consideradas através de um planejamento composto central, visando determinar as condições do sistema mais eficiente. A metodologia de superfície de resposta mostrou a importância dos parâmetros operacionais do fotobiorreator sobre a cinética de remoção de dióxido de carbono.

Considerando o cultivo em sistema heterotrófico Queiroz et al. (2011) avaliaram a produção de óleo pela cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli no efluente do pescado nas temperaturas de 10°C, 20°C e 30°C. Os dados de crescimento foram

instalados em quatro modelos matemáticos (Logística, Gompertz, Gompertz modificado e Baranyi), para definir uma expressão matemática e descrever o crescimento celular. Usando critérios estatísticos, o modelo Logístico foi considerado o mais adequado para descrever o crescimento da biomassa. A modelagem matemática indica a possibilidade de se obter 0,26 g biomass. dia⁻¹, 0,36 g biomass. dia⁻¹ e 0,44 g biomass. dia⁻¹ nas temperaturas 10°C, 20°C e 30 ° C, respectivamente. Isso resulta em produtividade de lipídios de 0,04 g lipid. dia⁻¹, 0,05 g lipid. dia⁻¹ e 0,03 g lipid. dia⁻¹ nas temperaturas de 10°C, 20°C e 30°C, respectivamente. Bastos et al. (2011) avaliaram o crescimento da cianobactérias *Aphanothece microscopica* Nägeli em meio heterotrófico com lactose, glicose e sacarose. Os resultados sugerem uma aplicação útil desta cianobactéria na remoção de matéria orgânica proveniente das águas residuais.

Ressaltando a importância da remoção de nutrientes Queiroz et al. (2007) avaliaram a eficiência de cianobactéria na remoção de nitrogênio total Kjeldahl (N-NTK), matéria orgânica na forma de demanda química de oxigênio (DQO) e produção de proteína unicelular a diferentes razões C/N, tempo de detenção hidráulico e temperatura, em reator descontínuo. Os resultados indicaram que a temperatura e a razão C/N influenciaram significativamente na remoção de matéria orgânica e N-NTK, sendo a razão C/N o fator de maior significância para a variável eficiência de remoção de DQO e tempo de detenção hidráulico para a variável eficiência de remoção de N-NTK, não havendo diferenças significativas quanto a produção de proteína em relação aos fatores avaliados. A melhor condição indicada para a remoção de N-NTK e DQO foi de 30°C, razão C/N de 50 e tempo de detenção hidráulico de 15 h.

Silva et al. (2005) também avaliaram a eficiência de remoção de nutrientes do efluente utilizando *Aphanothece microscopica* Nägeli. O tratamento do efluente do processamento de milho removeu 42,1 % de DQO e 58,5 % de N-NTK. Para o efluente de pêssago e figo, as eficiências de remoção foram de 53,7 % para DQO e de 73,2 % para N-NTK.

Manetti et al. (2011) avaliaram a potencialidade do reuso do efluente do pescado combinando tratamento biológico e químico. Foram utilizados cultivos heterotróficos da cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli e processos de coagulação, floculação e sedimentação na etapa química. Os resultados demonstraram que o efluente da indústria de pescado pode ser reutilizado obtendo remoções de até 98 % para amônia, 99,2 % para fósforo e 100 % para DQO. Neste contexto, o fósforo

torna-se um dos elementos mais relevantes no tratamento de águas residuárias contribuindo assim com a desaceleração do processo de eutrofização.

2.4 Fósforo em águas residuárias

O fósforo é um dos nutrientes básicos dos seres vivos, muitas vezes limitante para o crescimento de organismos, como também, na maioria dos ecossistemas (BISWAS et al., 2008). Nas águas residuárias apresenta-se basicamente na forma de ortofosfato, polifosfato e fósforo orgânico. Os ortofosfatos estão diretamente disponíveis à assimilação biológica. Os polifosfatos são moléculas mais complexas, normalmente constituídas de dois ou mais átomos de fósforo, que podem originar ortofosfatos através de reações de hidrólise. Em adição, o fósforo orgânico é considerado a forma fosforada mais complexa presente em águas residuárias, devendo sofrer múltiplas transformações até estar disponível ao metabolismo biológico (BENITEZ-NELSON, 2000; RINKER; POWELL, 2006; WORSFOLD et al., 2008).

O problema mais comum de compostos de fósforo é a aceleração do processo de eutrofização. Este fenômeno é responsável pelo crescimento excessivo de algas, o qual ocorre em águas interiores e costeiras, causado pela concentração de fósforo em excesso nos efluentes provenientes das plantas industriais ou municipais lançadas no meio ambiente (NOWACK, 2003; MULKERRINS et al., 2004; ÍRDEMEZ et al., 2006; YUAN; OLESZKIEWICZ, 2010). A floração de espécies de microalgas tóxicas, assim como de esgotamento de oxigênio resulta na eutrofização e também pode ter consequências danosas, além de efeitos aos organismos aquáticos podendo reduzir a biomassa bêntica e a biodiversidade (TOUCHETTE; BURKHOLDER, 2000; LI et al., 2003; WANG et al., 2007; XUECHU et al., 2009; YANG et al., 2010).

Os sistemas convencionais de remoção de fósforo consistem em processos químicos e biológicos. Os processos químicos são baseados na operação de precipitação, através do uso de coagulantes a base, principalmente, de ferro e alumínio. É um método eficiente em termos de eficiência de remoção, embora a demanda por produtos químicos e a geração de um resíduo sólido sejam considerados as principais limitações desta tecnologia. Os processos biológicos convencionais consideram que as bactérias que removem matéria orgânica e nitrogênio nos processos anteriores necessitam de fósforo para a síntese celular, basicamente fosfolipídios (YE et al., 2010; POWELL et al., 2009; YANG et al., 2010).

A bioconversão de aproximadamente 30 % é normalmente obtida nesses sistemas, o que limita a aplicação com objetivo específico da eliminação de fósforo

devido ao não cumprimento do padrão de emissão exigido pela legislação. Alternativamente a aplicação de sistemas fotossintéticos com microalgas para a eliminação de fósforo de águas residuárias é um processo com potencial de remoção. No entanto, limitações de ordem biológica, física e econômica têm restringido a implementação efetiva destes processos (MORSE et al., 1998; ZEPKA et al., 2010; PEREZ-GARCIA et al., 2011; QUEIROZ et al., 2011).

O desenvolvimento de tecnologias para a remoção de fósforo começou na década de 1950, em resposta ao problema da eutrofização e a necessidade de reduzir os níveis de fósforo nos corpos receptores (MORSE et al., 1998). As tecnologias convencionais para remoção de fósforo são os processos físicos (decantação, filtração e osmose reversa), químicos de precipitação (com alumínio, ferro e sais de cálcio), e processos biológicos que dependem do crescimento da biomassa (bactérias, algas, plantas) ou intracelulares pela incorporação de polifosfatos (BELLIER et al., 2006; BISWAS et al., 2008; POWELL et al., 2009).

A maioria dos métodos físicos são comprovadamente onerosos, como no caso da osmose reversa e da filtração o que dificulta a sua implantação em escala industrial. A precipitação química é em essência um processo físico-químico, compreendendo a adição de um sal de metal divalente ou trivalente em águas residuárias, resultando em uma forma insolúvel de fosfato que após a precipitação é removida por sedimentação. Os metais mais apropriados são o ferro e o alumínio, adicionados como cloretos ou sulfatos. Polímeros aniônicos podem ser utilizados para auxiliar a separação do sólido. Sistemas que utilizam um sal de metal (Al (III), Fe (III)) para remoção de fósforo podem atingir uma remoção de 80 % – 95 % em águas residuárias (FYTIANOS et al., 1998; DE-BASHAN; BASHAN, 2004; ZHOU, et al., 2008). Yamamoto-Ikemoto et al., (1998) avaliaram o efeito do coagulante de ferro no controle do intumescimento filamentoso e na remoção de fosfato através de um processo de lodo ativado. A maior parte do fosfato foi removido após a adição de FeCl_2 ao tanque de aeração.

A precipitação de fosfato de cálcio é um método comum de remoção de fósforo, principalmente pelo baixo custo e facilidade de manuseio. A remoção é realizada por precipitação direta de fosfato de cálcio (BELLIER et al. 2006; ZHANG et al., 2010). Outro processo utilizado a partir dos anos 70 é a cristalização, o qual baseia-se na cristalização de fosfato de cálcio dentro de um leito fluidizado, sendo as condições de processo ajustadas para promover a cristalização de fosfato de cálcio por adição de soda ou leite de cal (MORSE et al., 1998; XUECHU et al., 2009; YE et

al., 2010). O hidróxido de alumínio $\text{Al}(\text{OH})_3$ é utilizado para adsorver com eficiência ortofosfatos e polifosfatos. O fosfato orgânico é removido apenas em pH inferiores a 3,6 (GALARNEAU; GEHR, 1997). Os sais de magnésio são os menos utilizados para a precipitação de fósforo principalmente pela formação de estruvita. Esta precipitação é realizada para auxiliar na digestão de lodos levando a sua estabilização. A aplicação de hidróxido de magnésio em um digestor reduz os sólidos suspensos, DQO e resulta em um aumento na produção de biogás, além de reduzir os níveis de fosfato e amônia (WU et al., 2001; SEMERJIAN; AYOUB, 2003).

Silva et al. (2009) avaliaram o efeito do sulfato de alumínio e cloreto férrico na coagulação do efluente da indústria de pescado. Foram utilizados teste de jarros para avaliar o efeito de parâmetros como pH, tipo de coagulação e dosagem de coagulante. Um planejamento fatorial de $3^2 \times 2$ foi utilizado quando as variáveis independentes foram: tipo de coagulante (sulfato de alumínio e cloreto férrico), concentração (50 mg L^{-1} ; 300 mg L^{-1} ; 550 mg L^{-1}) e pH do efluente (6,0, 7,0, 8,0). As respostas foram a remoção de sólidos voláteis, sólidos suspensos, turbidez, demanda química de oxigênio (DQO). As variáveis estudadas foram estatisticamente significativas ($p \leq 0,05$) para todas as respostas. A exceção foi de sólidos voláteis, considerando concentração de coagulante. Um efeito significativo e negativo para a variável tipo de coagulante foi observado quando se considerou remoção de DQO e de turbidez. A melhor condição foi de cloreto férrico na concentração de 550 mg L^{-1} , pH 8,0, cujos resultados indicaram máxima eficiência de remoção de 86 %, 96 %, 89 %, e 60 % para DQO, turbidez, sólidos suspensos e sólidos voláteis, respectivamente. Além disso, a maior remoção de fósforo foi utilizando o cloreto férrico chegando a 99 %.

Os banhados construídos, também chamados de *wetland* são de baixo custo e necessitam de baixa tecnologia para controlar a poluição ambiental. Basicamente, são sistemas artificialmente projetados para utilizar plantas aquáticas (macrófitas) em substratos como areia, cascalhos ou outro material inerte, onde ocorre a proliferação de biofilmes que agregam populações variadas de microrganismos os quais, por meio de processos biológicos, químicos e físicos, tratam águas residuárias. As raízes das plantas eliminam a matéria orgânica de todos os tipos. Ao mesmo tempo, os microrganismos residentes nas raízes submersas na água residuária degradam outros poluentes que são posteriormente absorvidos pelas plantas. Posteriormente, o efluente tratado é comumente descartado em corpos d'água naturais ou usado para irrigação de plantas não comestíveis, sem qualquer tratamento adicional. Periodicamente, em algumas zonas úmidas construídas, as plantas precisam de

substituição. Geralmente, as zonas húmidas não são projetadas para remoção de nutrientes, como fósforo, mas fazem isso indiretamente, porque os íons são nutrientes para as plantas (BROOKS et al., 2000; BASHAN; BASHAN, 2004; WESTHOLM, 2006; HEALY et al., 2007; LI et al., 2009).

Lee et al. (2010) avaliaram três sistemas de *wetlands* com diferentes tratamentos considerando a variação temporal na remoção de fósforo reativo, matéria orgânica, sólidos suspensos totais e amônia. A partir dos resultados de ANOVA todos os resultados foram eficientes na remoção dos compostos orgânicos.

A remoção biológica de nutrientes em biorreatores é, por definição, realizada por micro-organismos. No entanto, as espécies usadas não são específicas e enriquecidas como os processos atuais de remoção de fósforo. Várias tentativas de utilizar intencionalmente micro-organismos específicos como agentes de limpeza foram relatadas, como tem sido feito em décadas anteriores. Comparados aos processos físico-químicos os processos biológicos são indicados quando o objetivo é a remoção simultânea de nitrogênio e fósforo em águas residuárias (DE LA NOÛE E DE PAUW, 1988; SRIWIRIYARAT; RANDALL, 2005; TANWAR et al., 2007; KIM et al., 2009; GE et al., 2010).

As novas tecnologias de remoção biológica de fósforo são aceitas como processos mais econômicos e ambientalmente sustentáveis utilizados em águas residuárias (BROUGHTON et al., 2008; YANG et al., 2010; ZHU et al., 2011), porém há um conhecimento limitado sobre a sua capacidade quando implantadas nos variados tipos de resíduos gerados nas atividades industriais. Sua remoção por meios biológicos pode ser realizada por dois mecanismos independentes: direta absorção de fósforo suspenso pelo crescimento de células e plantas, e o aumento da capacidade de armazenamento de fósforo como polifosfato pela biomassa microbiana em lodo ativado no tratamento. Este processo é caracterizado pelo seletivo enriquecimento de bactérias acumuladoras de polifosfato inorgânico como composição de suas células. Esta tecnologia é induzida em micro-organismos, alternando as condições de incubação das águas residuais entre uma fase inicialmente rica em carbono, estritamente anaeróbia, seguido de uma fase de incubação aeróbia. Em essência, durante a fase anaeróbia, os microrganismos residentes no lodo degradam as fontes de matéria orgânica das águas residuais, acumulam armazenamento de polifosfato (BASHAN; BASHAN, 2004; OEHMEN et al., 2007; POWELL et al., 2008; POWELL et al., 2009; OEHMEN et al., 2010; FERNÁNDEZ et al., 2011).

Laliberte et al. (1997) estudaram a capacidade de remoção de nutrientes inorgânicos de águas residuárias pela cianobactéria *Phormidium bohneri* com e sem a adição de fosfato orgânico. Em todos os casos, o nitrogênio (amônia e nitrato) e fosfato foram removidos após 50 h e 75 h de crescimento, respectivamente.

Nagadomi et al. (2000) avaliaram o tratamento aeróbio simultâneo de DQO, fosfato, nitrato e H₂S em um efluente de esgoto sintético realizado por meio de cerâmica porosa com bactérias fotossintéticas imobilizadas, *Rhodobacter sphaeroides* S, *Rb. sphaeroides* NR-3 e *Rhodopseudomonas palustris*. No tratamento do lote, ocorreu uma remoção simultânea de 89 % de DQO, 77 % de fosfato, 99 % de nitrato e 99,8 % de H₂S, observada após 48 h. Em tratamentos semi-contínuos, esta remoção demorou cerca de um mês

A literatura relata remoções eficazes de fósforo com razões C/P que variam de 7:1 a 10:1 e 400 mg.L⁻¹ de DQO, sendo o acetato de carbono a fonte de matéria orgânica (WENTZEL ET AL., 1989; YAGCI ET AL., 2003). Oehen et al., (2005) obtiveram remoção efetiva de fósforo com razão de C/P e 15:1 e 800 mg.L⁻¹ de DQO, sendo o propionato a fonte de carbono utilizada. Mulkerrins et al. (2004) realizaram dois estudos para determinar a viabilidade de remoção de nitrogênio e fósforo do efluente da indústria de alimentos. Os dois reatores utilizados foram projetados com zonas anaeróbias e anóxicas. No primeiro estudo foi obtida uma remoção de 93 %, 99 % e 98 % para DQO, N-NH₄⁺ e P-PO₄⁻³. No segundo estudo os tempos de retenção hidráulica e a taxa de reciclagem foram reduzidos e obtiveram remoções de 94 %, 97 % e 75 % de remoção de DQO, N-NH₄⁺ e P-PO₄⁻³.

O crescimento de microalgas consome fósforo como um elemento essencial necessário para seus componentes celulares, tais como fosfolipídios, nucleotídios e ácidos nucléicos. Um segundo mecanismo biológico é a adsorção de fósforo. Este consumo se deve ao armazenamento de fósforo na biomassa sob a forma de polifosfato que pode estar presente como ácidos-solúveis ou insolúveis em ácido polifosfato. O ácido-polifosfato solúvel está ativamente envolvido no metabolismo, enquanto que o ácido-polifosfato insolúvel é armazenado para quando a concentração externa de fosfato tornar-se limitante (POWELL et al., 2008; POWELL et al., 2009).

2.5 Remoção de fósforo por microalgas

A evolução dos processos de tratamento de águas residuárias está baseada não somente na efetiva eliminação dos compostos poluentes, mas em inúmeras oportunidades de revalorização que podem ser associadas às estações de tratamento (WOERTZ et al., 2009).

Os processos de tratamento de águas residuárias que utilizam microalgas, particularmente cianobactérias, em condições heterotróficas têm sido considerados potenciais alternativas para eliminação de matéria orgânica, nitrogênio e fósforo de efluentes industriais (QUEIROZ et al., 2007; ZEPKA et al., 2008; HORNES et al., 2010; ZEPKA et al., 2010; PEREZ-GARCIA, 2011).

O cultivo de cianobactérias em condições quimioheterotróficas, no qual o crescimento ocorre em presença de carbono orgânico exógeno, em completo escuro, tem por finalidade suprir a célula com carbono e energia. Nestas condições elevadas concentrações de nitrogênio e fósforo são requeridas para síntese de compostos do metabolismo respiratório (SMITH, 1984). A relação custo-benefício e a relativa simplicidade de operação e manutenção diária são as principais atrações da abordagem do crescimento heterotrófico. Além disso, é possível obter, heterotroficamente, alta densidade de células de microalgas o que fornece um método viável para produção de biomassa em grande escala (QUEIROZ et al., 2007; ZEPKA et al., 2008; HORNES et al., 2010; ZEPKA et al., 2010; PEREZ-GARCIA, 2011).

Adicionalmente, existe a possibilidade de aplicar cianobactérias em condições fotoautotróficas, fotoheterotróficas e mixotróficas visando à eliminação de fósforo de águas residuárias. O cultivo fotoautotrófico possui características similares ao mencionado anteriormente para as microalgas. Por outro lado, nos sistemas fotoheterotróficos, o composto orgânico é usado somente como fonte de carbono, sendo necessária luz para o fornecimento de energia a célula. Em mixotrofia, formas inorgânicas e orgânicas de carbono são assimiladas simultaneamente (POWELL et al., 2008; POWELL et al., 2009).

Lau et al. (1994) mostram que os tamanhos de inóculo inicial de algas influenciam significativamente a eficiência de remoção de nitrogênio e fósforo provenientes do tratamento primário de esgoto doméstico. Os resultados sugerem que é possível empregar um sistema de cultivo de algas no tratamento de esgoto, visto que apresenta significativa flexibilidade.

González et al. (1997) avaliaram a microalga *Chlorella vulgaris* e *Scenedesmus Dimorphus* na remoção de fósforo e amônia em dois tipos de biorreator. Ambas as espécies mostraram uma elevada remoção de amônia e moderada de fósforo, comparáveis aos obtidos em outros estudos com cianobactérias como *Phormidium* e *Spirulina* (LALIBERTE et al., 1997; DUMAS et al., 1998) .

Aslan e Kapdan (2006) investigaram o desempenho da remoção de nutrientes pela *Chlorella vulgaris* em diferentes concentrações de nitrogênio e fósforo e

determinaram coeficientes biocinéticos. Os resultados experimentais indicaram que a qualidade do efluente diminui com o aumento da concentração de nutrientes e cultura de algas pode remover o nitrogênio de forma mais eficaz em relação ao fósforo.

Mulbry et al. (2008) avaliaram o cultivo de algas no efluente de suinocultura com o objetivo de determinar valores para a produtividade e recuperação de nutrientes, a partir de algas verdes filamentosas. Ao final obteve-se uma biomassa rica em nitrogênio e fósforo, que pode ser utilizada em substituição aos fertilizantes inorgânicos em áreas urbanas e áreas suburbanas.

Xin et al. (2010) estudaram o efeito de diferentes tipos de fontes de nitrogênio e fósforo sobre o crescimento da microalga *Scenedesmus* sp. LX1. Com nitrato ou uréia como fonte de nitrogênio, a eficiência de remoção de TN chegou a 90,4 % e 87,8 %, e TP foi de praticamente 100 %. A *Scenedesmus* sp. LX1 cresceram mais rápido com a amônio como fonte de nitrogênio.

Importante considerar que processos de remoção de fósforo por cianobactérias apresentam elevado potencial de valorização dos resíduos, uma vez que parte dos poluentes é transformada em uma biomassa que apresenta potencial de exploração como fonte de nutrientes, moléculas químicas e energia, associando o tratamento de efluentes com a produção de insumos (CHISTI, 2007, ZEPKA et al., 2008, SILVA et al., 2009; HORNES et al., 2010; ZEPKA et al., 2010; QUEIROZ et al., 2011).

3 REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ARDELEAN, I., ZARNEA, G., (1998). Photosynthesis respiration interplay in cyanobacteria: fundamentals and application. In: Subramanian, G., Kaushik, B.D., Venkataraman, G.S. (Eds.), **Cyanobacterial Biotechnology**. Science Publishers Inc., USA, pp. 103–107.

ASLAN, S.; KAPDAN, I. K. (2006) Batch kinetics of nitrogen and phosphorus removal from synthetic wastewater by algae. **Ecological Engineering** vol. 28, p. 64–70.

BANU, R.; ANANDAN, S.; KALIAPPAN, S.; YEOM, I.-T. (2008) Treatment of dairy wastewater using anaerobic and solar photocatalytic methods. **Solar Energy** v. 82, p. 812–819.

BASHAN, L. E.; BASHAN, Y. (2004) Recent advances in removing phosphorus from wastewater and its future use as fertilizer (1997–2003) **Water Research** vol. 38, p. 4222–4246.

BASHAN, L.E.; MORENO, M.; HERNANDEZ, J.P.; BASHAN, Y. (2002). Removal of ammonium and phosphorus ions from synthetic wastewater by the microalgae *Chlorella vulgaris* coimmobilized in alginate beads with the microalgae growth-promoting bacterium *Azospirillum brasilense*. **Water Research**, v. 36, p. 2941-2948.

BASTOS, R. G.; PAIVA, P. R.; PAIVA, M. P.; PAIVA, G. P.; QUEIROZ, M. I. (2011) Growth of *Aphanothece microscopica* Nägeli on exogenous sugars. **Bioscienc Journal**, Uberlândia, v. 27, n. 1, p. 156-161.

BASTOS, R.G.; QUEIROZ, M.I.; ALMEIDA, T.L.; BENERI, R.L.; ALMEIDA, R.V.; PADILHA, M.. (2004) Remoção de nitrogênio e matéria orgânica do efluente da parboilização do arroz por *Aphanothece microscópica* Nägeli na ausência de luminosidade. **Revista Engenharia Sanitária e Ambiental**. v. 9 - Nº 2, p. 112-116..

BELLIER, N.; BELLIER, F.; COMEAU, Y. (2006). Phosphorus removal from wastewater by mineral apatite. **Water Research** vol. 40, p. 2965 – 2971.

BENITEZ-NELSON, C. R. (2000) The biogeochemical cycling of phosphorus in marine systems. **Earth-Science Reviews** v.51 p.109–135

BISWAS, B. K.; INOUE, K.; GHIMIRE, K. N.; HARADA, H.; OHTO, K.; KAWAKITA, H. (2008). Removal and recovery of phosphorus from water by means of adsorption onto orange waste gel loaded with zirconium. **Bioresource Technology** v.99 p.8685–8690.

BLIER, R.; LALIBERTÉ, G.; NÖUE, J. de la. (1996). Production of the cyanobacterium *Phormidium bohneri* in parallel with epuration of a dairy anaerobic effluent. **Process Biochemistry**, v. 31, p. 587-593.

BROOKS, A. S.; ROZENWALD, M. N.; GEOHRING, L. D.; LION, L. W. STEENHUIS, T. S. (2000) Phosphorus removal by wollastonite: A constructed wetland substrate. **Ecological Engineering** v.15 p.121–132.

BROUGHTON, A.; PRATT, S.; SHILTON, A. (2008) Enhanced biological phosphorus removal for high-strength wastewater with a low rbCOD:P ratio. **Bioresource Technology** vol. 99, p. 1236–1241.

CHEN, F., JOHNS, M.R., (1996). Heterotrophic growth of *Chlamydomonas reinhardtii* on acetate in chemostat culture. **Process Biochem.** v.31, p.601-604.

CHIMENOS, J.M.; FERNANDEZ, A.I.; HERNANDEZ, A.; HAURIE, L.; ESPIELL, F.; AYORA, C. (2006). Optimization of phosphate removal in anodizing aluminum wastewater. **Water Research**. vol. 40; p.137–43.

CHISTI, Y. (2007) Biodiesel from microalgae. **Biotechnology Advances**. vol. 25, p. 294-306

CONVERTI, A.; DOMINGUEZ, J.M. (2001). Influence of temperature and pH on xylitol production from xylose by *Debaryomyces hansenii*. **Biotechnology and Bioengineering**, v. 75, p. 39-45.

DE LA NOÛE, J., DE PAUW, N., (1988). The potential of microalgal biotechnology: a review of production and uses of microalgae. **Biotechnol. Adv.** v.6, p.725–770.

DE-BASHAN, L. E.; BASHAN, Y. (2004) Recent advances in removing phosphorus from wastewater and its future use as fertilizer (1997–2003). **Water Research**. v. 38, p. 4222–4246.

DELLAMATRICE, P. M.; MONTEIRO, R. T. R. (2006) Toxicidade de Resíduos Têxteis Tratados por Microrganismos. **J. Braz. Soc. Ecotoxicol.**, v. 1, p. 63-66.

DUMAS, A.; LALIBERTÉ, G.; LESSARD, P.; DE LA NOÛE, J. (1998). Biotreatment of fish farm effluents using the cyanobacterium *Phormidium bohneri*. **Aquacultural engineering**. v.17 p. 57-68.

EHIRA, S.; HAMANO, T.; HAYASHIDA, T.; KOJIMA, K.; NAKAMOTO, H.; HIYAMA, T.; OHOMORI, M.; SHIVAJI, S.; SATO, N. (2003). Conserved temperature-dependent expression of RNA-binding proteins in cyanobacteria with different temperature optima. **FEMS Microbiology Letters**, v. 225, p. 137-142.

FAY, P. (1983). **The blue-greens (Cyanophyta-Cyanobacteria)**. First published in Great Britain. p. 01-88.

FERNÁNDEZ, F.J.; CASTRO, M.C.; VILLASENOR, J., RODRÍGUEZ, L. (2011) Agro-food wastewaters as external carbon source to enhance biological phosphorus removal. **Chemical Engineering Journal**. v.166 p.559–567.

FONTENOT, Q.; BONVILLAIN, C.; KILGEN, M.; BOOPATHY, R. (2007). Effects of temperature, salinity, and carbon: nitrogen ratio on sequencing batch reactor treating shrimp aquaculture wastewater. **Bioresource Technology**, v. 98, p. 1700-1703.

FYTIANOS, K.; VOUDRIAS, E.; RAIKOS, N. (1998). Modelling of phosphorus removal from aqueous and wastewater samples using ferric iron. **Environmental Pollution**. vol 101, p. 123-130.

GALARNEAU, E., GEHR, R., (1997). Phosphorus removal from wastewaters: experimental and theoretical support for alternative mechanisms. **Water Research** v.31, p.328–338.

GE, S.; PENG, Y.; WANG, S.; GUO, J.; MA, B.; ZHANG, L.; CAO, X. (2010). Enhanced nutrient removal in a modified step feed process treating municipal wastewater with different inflow distribution ratios and nutrient ratios. **Bioresource Technology**. v.101, p.9012–9019.

GOLDER, A.K.; SAMANTA, A.N.; RAY, S. (2006). Removal of phosphate from aqueous solutions using calcined metal hydroxide sludge wastewater generated from electrocoagulation. **Separation and Purification Technology**. v. 52, p. 102–9.

GONZÁLEZ, L. E.; CAÑIZARES, R. O.; BAENA, S.. (1997) Efficiency of ammonia and phosphorus removal from a colombian agroindustrial wastewater by the microalgae *Chlorella vulgaris* and *Scenedesmus dimorphus*. **Bioresource Technology**. v.60 p.259-262.

GRAVERHOLT, O. S.; ERIKSEN, N. T. (2007) Heterotrophic high-cell-density fed-batch and continuous-flow cultures of *Galdieria sulphuraria* and production of phycocyanin. **Appl Microbiol Biotechnol**. v.77, p.69–75.

HAMDANI, A.; MOUNTADAR, M.; ASSOBEI, O. (2005) Comparative study of the efficacy of three coagulants in treating dairy factory waste water. **International Journal of Dairy Technology**. v. 58, p. 83-88.

HAMMOUDA, O.; GABER, A.; ABDEL-RAOUF, N. (1995) Microalgae and wastewater treatment. **Ecotoxicology and environmental safety**. v. 31, p.205-210.

HARUN, R.; SINGH, M.; FORDE, G. M.; DANQUAH, M. K. (2010) Bioprocess engineering of microalgae to produce a variety of consumer products. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**. v.14 p.1037–1047.

HEALY, M.G.; RODGERS, M.; MULQUEEN, J. (2007) Treatment of dairy wastewater using constructed wetlands and intermittent sand filters. **Bioresource Technology**. v.98 p. 2268–2281.

HORNES, M.; SILVA, A. G.; MITTERER, M. L.; QUEIROZ, M.I. (2010). Influência dos compostos nitrogenados na concentração de proteína da cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**. v. 3, p. 364-371.

IRDEMEZ, S.; DEMIRCIÖGLU, N.; SEVKI, Y.; BINGUL, Z. (2006). The effects of current density and phosphate concentration on phosphate removal from wastewater by electrocoagulation using aluminum and iron plate electrodes. **Separation and Purification Technology**. v. 52, p. 218–23.

JACOB-LOPES, E.; SCOPARO, C. H. G.; FRANCO, T. T. (2008). Rates of CO₂ removal by *Aphanothece microscopica* Nägeli in tubular photobioreactors. **Chemical Engineering and Processing**. v.47 p.1365–1373.

JACOB-LOPES, E.; ZEPKA, L.Q.; PINTO, L.A.A.; QUEIROZ, M.I. (2007). Characteristics of thin-layer drying of the cyanobacterium *Aphanothece microscopica* Nägeli. **Chemical Engineering and Process**. v. 46, p. 63-69.

JACOB-LOPES, E.; ZEPKA, L.Q.; QUEIROZ, M.I.; NETTO, F.M. (2006). Caracterização da fração protéica da cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli cultivada no efluente da parboilização do arroz. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**., v. 26, p. 482-488.

JANCZUKOWICZ, W.; ZIELIN, S.; DE BOWSKI, M. (2007) Biodegradability evaluation of dairy effluents originated in selected sections of dairy production. **Bioresource Technology**, *In Press*.

KAWSUK, J.; THORASAMPAN, W.; THANUTTAMAVONG, M.; SEO, G. T. (2010). Kinetic development and evaluation of membrane sequencing batch reactor (MSBR) with mixed cultures photosynthetic bacteria for dairy wastewater treatment. **Journal of Environmental Management**. v. 91, p.1161-1168.

KIM, D.; KIM, K.-Y.; RYU, H.-D.; MIN, K.-K.; LEE, S.-I. (2009) Long term operation of pilot-scale biological nutrient removal process in treating municipal wastewater. **Bioresource Technology**, v.100 p. 3180–3184.

KUSHWAHA, J. P.; SRIVASTAVA, V.; MALL, I. D. (2010). Treatment of dairy wastewater by commercial activated carbon and bagasse fly ash: arametric, kinetic and

equilibrium modelling, disposal studies. **Bioresource Technology**. v. 101. p. 3474-3483.

LALIBERTE, G., LESSARD, P., DE LA NOÛE, J., SYLVESTRE, S., (1996). Effect of phosphorus addition on nutrient removal from wastewater with the cyanobacterium *Phormidium bohneri*. **Bioresource Technology**. v.59, p.227–233.

LAU, P. S.; TAM, F. Y.; WONG, Y. S. (1994). Effect of algal density on nutrient removal from primary settled wastewater. **Environmental Pollution**. v.89 p. 59-66.

LEE, B.K.; KIM, J.K. (2001). Production of *Candida utilis* biomass on molasses in different culture types. **Aquacultural Engineering**. v. 25, p.111-124.

LEE, M. S.; DRIZO, A.; RIZZO, D. M.; DRUSCHEL, G.; HAYDEN, N.; TWOHIG, E. (2010). Evaluating the efficiency and temporal variation of pilot-scale constructed wetlands and steel slag phosphorus removing filters for treating dairy wastewater. **Water Research**. v.44, p.4077-4086.

LI, J.; XING, X.-H.; WANG, B.-Z. (2003) Characteristics of phosphorus removal from wastewater by biofilm sequencing batch reactor (SBR). **Biochemical Engineering Journal**. v.16 p.279–285

LI, S.; LIA, H.; LIANGA, X.Q.; CHENA, Y.X.; WANGA, S.X.; WANGA, F.E. (2009) Phosphorus removal of rural wastewater by the paddy-rice-wetland system in Tai Lake Basin. **Journal of Hazardous Materials**. v.171 p. 301–308

LINCOLN, E. P.; WILKIE, A. C.; FRENCH, B. T. (1996). Cyanobacterial process for renovating dairy wastewater. **Biomass and Bioenergy**. v. 10, p. 63-68.

MANETTI, A. G. S.; HORNES, M. O.; MITTERER, M. L.; QUEIROZ, M. I. (2011) Fish processing wastewater treatment by combined biological and chemical processes aiming at water reuse. **Desalination and Water Treatment**. v.X, p.XX-XX.

MARTÍNEZ, M.E.; JIMÉNEZ, J.M.; EL YOUSFI, F. (2000). Influence of phosphorus concentration and temperature on growth and phosphorus uptake by the microalga *Scenedesmus obliquus*. **Bioresource Technology**, v. 67, p. 233-240.

MOHAN, S. V.; MOHANAKRISHNA, G.; VELVIZHI, G.; BABU, V. L.; SARMA, P.N. (2010). Bio-catalyzed electrochemical treatment of real field dairy wastewater with simultaneous power generation. **Biochemical Engineering Journal**. v.51 p.32–39.

MORSE, G.K.; BRETT, S.W.; GUY, J.A.; LESTER, J.N. (1998). Review: Phosphorus removal and recovery Technologies. **The Science of the Total Environment**. v. 212, p. 69-81.

MULBRY, W.; KONDRAD, S.; PIZARRO, C.; KEBEDE-WESTHEAD, E. (2008). (2008) Treatment of dairy manure effluent using freshwater algae: Algal productivity and recovery of manure nutrients using pilot-scale algal turf scrubbers. **Bioresource Technology**. v.99 p. 8137–8142.

MULKERRINS, D., O'CONNOR, E., LAWLEE, B., BARTON, P., DOBSON, A., (2004). Assessing the feasibility of achieving biological nutrient removal from wastewater at an Irish food processing factory. **Bioresource Technology**.v. 91, p.207–214.

MUNAVALLI, G.R.; SALER, P.S. (2009). Treatment of dairy wastewater by water hyacinth. **Water Science Technology**. v. 59, p.713–722.

MUSCUTT, A. D.; WITHERS, P. J. A. (1996) The phosphorus content of rivers in England and Wales. **Water Research**. v. 30, p.1258-1268.

NAGADOMI, H., KITAMURA, T., WATANABE, M., SASAKI, K., (2000). Simultaneous removal of chemical oxygen demand (COD), phosphate, nitrate and H₂S in the synthetic sewage wastewater using porous ceramic immobilized photosynthetic bacteria. **Biotechnol. Lett.** v.22, p.1369–1374.

NOWACK, B. (2003). Environmental chemistry of phosphonates. **Water Research**. v. 37, p. 2533–2546.

OBAJA, D.; MACÉ, S.; COSTA, J.; SANS, C.; MATA-ALVAREZ, J. (2003). Nitrification, denitrification and biological phosphorus removal in piggery wastewater using a sequencing batch reactor. **Bioresource Technology**, v. 87, p. 103-111.

OEHMEN, A., YUAN, Z.G., BLACKALL, L.L., KELLER, J., (2005). Comparison of acetate and propionate uptake by polyphosphate accumulating organisms and glycogen accumulating organisms. **Biotechnol. Bioeng.** v.91, p.162–168.

OEHMEN, A.; LEMOS, P. C.; CARVALHO, G.; YUAN, Z.; KELLER, J.; BLACKALL, L. L.; REIS, M. A.M. (2007) Advances in enhanced biological phosphorus removal: From micro to macro scale. **Water research**. v.41 p. 2271 – 2300.

OEHMEN, A.; LOPEZ-VAZQUEZ, C.M.; CARVALHO, G.; REIS, M.A.M.; VAN LOOSDRECHT, M.C.M. (2010) Modelling the population dynamics and metabolic diversity of organisms relevant in anaerobic/anoxic/aerobic enhanced biological phosphorus removal processes. **Water research**. v.44 p.4473-4486.

OGBONNA, J.C.; TANAKA, H. (2000). Production of pure photosynthetic cell biomass for environmental biosensors. **Materials Science and Engineering C**. v. 12, p. 9-15.

OLGUÍN, E.J.; GALICIA, S.; ÂNGULO-GUERRERO, O.; HERNÁNDEZ, E. (2001). The effect of low light flux and nitrogen deficiency on the chemical composition of *Spirulina* sp. (*Arthrospira*) grown on digested pig waste. **Bioresource Technology**. v. 77, p. 19-24.

PARK, J. H.; JUNG, D. I. (2011) Removal of total phosphorus (TP) from municipal wastewater using loess. **Desalination**. v.268, p. 104-110.

PEREZ-GARCIA, O.; ESCALANTE, F. M. E.; DE-BASHAN, L. E.; BASHAN, Y. (2011). Heterotrophic cultures of microalgae: Metabolism and potential products. **Water Research**. v.45 p.11-36.

PIZARRO, C.; MULBRY, W.; BLERSCHA, D.; KANGASA, P. (2006). An economic assessment of algal turf scrubber technology for treatment of dairy manure effluent. **Ecological engineering**. v.26 p.321–327.

POWELL, N.; SHILTON A.; CHISTI Y.; PRATT, S., (2009) Towards a luxury uptake process via microalgae – Defining the polyphosphate dynamics. **Water Research**. v. 43, p. 4207 – 4213.

POWELL, N.; SHILTON, A.N.; PRATT, S.; CHISTI Y. (2008). Factors influencing luxury uptake of phosphorus by microalgae in waste stabilization ponds. **Environmental Science & Technology**. v.. 42, p. 5958–5962.

QUEIROZ, M. I. ; LOPES, E. J. ; ZEPKA, L. Q. ; NETTO, F. M. . (2006). Caracterização da Fração Protéica da Cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli Cultivada no Efluente da Parboilização do Arroz. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**. v. 26, p. 482-488.

QUEIROZ, M. I.; BENERI, R.; BASTOS, R.; ALMEIDA, R. (2004). Single-cell protein production by *Aphanothece microscopica* Nägeli in rice parboiled effluent. **Food Science and Biotechnology**. v. 13, n. 1, p. 142-150.

QUEIROZ, M. I.; JACOB, E.; ZEPKA, L. Q.; BASTOS, R. (2007). The kinetics of the removal of nitrogen and organic matter from parboiled rice effluent by cyanobacteria in a stirred batch reactor. **Bioresource Technology**. v. 98, p. 2163-2169.

QUEIROZ, M. I.; KOETZ, P. R. (1997). Caracterização do efluente da parboilização do arroz. **Revista Brasileira de Agrociência**. v.3, nº 3, p. 139-143.

QUEIROZ, M. I.; KOETZ, P. R.; TREPTOW, R. O. (2001). The Nagele microscocal *Aphanothece* potential in the production of the single-cell protein from the remaining water. In: CHAMES, S.W., CÂNOVAS-BARBOSA, G.V. and AGUILERA, J.M. (Ed.) Proceedings if the eighth International Congress on Engineering and Food (ICEF 8), Pennsylvania, USA, 2027-2031.

QUEIROZ, M.I.; HORNES M.O.; SILVA-MANETTI, A.G.; JACOB-LOPES, E., (2011) Single-cell oil production by cyanobacterium *Aphanothece microscopica* Nägeli cultivated heterotrophically in fish processing wastewater. **Applied Energy**. In press.

QUOC, K.P.; DUBACQ, JEAN-PAUL (1997). Effect of growth temperature on the biosynthesis of eukaryotic lipid molecular species by the cyanobacterium *Spirulina platensis*. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 1346, 237-246.

RANGEL-YAGUI, C.O.; DANESI, E.D.G.; CARVALHO, J.C.M.; SATO, S. (2004). Chlorophyll production from *Spirulina platensis*: cultivation with urea addition by fed-batch process. **Bioresource Technology**. v. 92, p. 133-141.

RINKER, K. R.; POWELL, R. T. (2006) Dissolved organic phosphorus in the Mississippi River plume during spring and fall 2002. **Marine Chemistry**. v.102 p.170–179.

RUIZ-MARIN, A.; MENDOZA-ESPINOSA, L. G.; STEPHENSON, T. (2010). Growth and nutrient removal in free and immobilized green algae in batch and semi-continuous cultures treating real wastewater. **Bioresource Technology**. v. 101 p. 58–64.

SAHA, S. K.; UMA, L.; SUBRAMANIAN, G. (2003). Nitrogen stress induced changes in the marine cyanobacterium *Oscillatoria willei* BDU 130511. **FEMS Microbiology Ecology**. v. 45, p. 263-272.

SAKAMOTO, T.; SHEN, G.; HIGASHI, S.; MURATA, N.; BRYANT, D.A. (1998). Alteration of low-temperature susceptibility of the cyanobacterium *Synechococcus* sp. PCC 7002 by genetic manipulation of membrane lipid unsaturation. **Archives of Microbiology**, v. 169, p. 20-28.

SANCHO, M.; CASTILLO, J. M. J.; YOUSFI, F. E. (1997). Influence of phosphorus concentration on the growth kinetics and stoichiometry of the microalga *Scenedesmus obliquus*. **Process Biochemistry**. v. 32 , p. 657-664.

SANCHO, M.; CASTILLO, J. M. J.; YOUSFI, F. E. (1999). Photoautotrophic consumption of phosphorus by *Scenedesmus obliquus* in a continuous culture. Influence of light intensity. **Process Biochemistry**. v.. 34, p. 811–818.

SARKAR, B., CHAKRABARTI, P.P., VIJAYKUMAR A., KALE, V. (2006) Wastewater treatment in dairy industries — possibility of reuse. **Desalination**. v. 195, p. 141-152.

SEMERJIAN, L.; AYOUB, G.M. (2003) High-pH–magnesium coagulation–flocculation in wastewater treatment. **Advances in Environmental Research**. v.7 p.389–403.

SHI, XIAN-MING; ZHANG, XUE-WU; CHEN, F. (2000). Heterotrophic production of biomass and lutein by *Chlorella protothecoides* on various nitrogen sources. **Enzyme and Microbial Technology**. v. 27, p. 312-318.

SILVA, A.G.M.; HORNES, M.O.; MITTERER, M.L.; QUEIROZ, M.I. (2009) Application of coagulants in pretreatment of fish wastewater using factorial design. **Desalination and Water Treatment**. v.1 p.208–214.

SILVA, E. B.; ISOLDI, L. A.; QUEIROZ, M. I.; KOETZ, P. R.; PIEDRAS, S. R. N. (2005). Remoção de nutrientes em águas residuárias da indústria de conservas utilizando *Aphanothece microscopica* Nägeli. **Vetor**. v.15, p.19-23.

SMITH, M. ;CURE,J.; THOMAS J.: (1984). Influence of Elevated CO₂ on Growth of Soybean Plants. **Crop Scienc**. v.24, p. 361-366.

SRIWIRIYARATA, T.; RANDALL, C.W. (2005) Performance of IFAS wastewater treatment processes for biological phosphorus removal. **Water Research**. v.39 p.3873–3884

TAM, N.F.Y.; WONG, Y.S. (2000). Effect of immobilized microalgal bead concentrations on wastewater nutrient removal. **Environmental Pollution**. v. 107, p. 145–151.

TANWAR, P.; NANDY, T.; KHAN, R.; BISWAS, R. (2007) Intermittent cyclic process for enhanced biological nutrient removal treating combined chemical laboratory wastewater. **Bioresource Technology**. v.98 p.2473–2478.

THAJUDDIN, N.; SUBRAMANIAN, G. (2005). Cyanobacterial biodiversity and potential applications in biotechnology. **Current Science**, v. 89, p. 46-57.

TOUCHETTE, B. W.; BURKHOLDER, J. M. (2000) Review of nitrogen and phosphorus metabolism in seagrasses. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**. v.250 p.133–167.

TRAVIESO, L.; BENÍTEZ, F.; SÁNCHEZ, E.; BORJA, R.; MARTÍN, A.; COLMENAREJO, M.F. (2006). Batch mixed culture of *Chlorella vulgaris* using settled and diluted piggy waste. **Ecological Engineering**. v. 28, p. 158-165.

VILCHEZ, C.; GARHAYO, I.; LOBATO, M.V.; VEGA, J.M. (1997). Microalgae-mediated chemicals production and wastes removal. **Enzyme and Microbial Technology**. v. 20, p. 562-572.

VOURCH, M., BALANNEC, B., CHAUFER B., DORANGE G. (2008). Treatment of dairy industry wastewater by reverse osmosis for water reuse. **Desalination**. v. 219, p. 190-202.

WANG, S.-L.; CHENG, C.-Y.; TZOU, Y.-M.; LIAW, R.-B.; CHANG, T.-W.; CHEN, J.-H. (2007). Phosphate removal from water using lithium intercalated gibbsite. **Journal of Hazardous Materials**. v.147, p.205–212.

WENTZEL, M.C., EKAMA, G.A., LOEWENTHAL, R.E., DOLD, P.L., MARAIS, G.R., (1989). Enhanced polyphosphate organism cultures in activated sludge systems .2. Experimental behavior. **Water SA**. v.15, p.71–88.

WESTHOLM, L. J. (2006) Substrates for phosphorus removal—Potential benefits for on-site wastewater treatment? **Water Research**. v.40 p.23 – 36

WOERTZ, I, FEFFER, A, LUNDQUIST, T, NELSON, Y. (2009). Algae grown on dairy and municipal wastewater for simultaneous nutrient removal and lipid production for biofuel feedstock. **Journal of Environmental Engineering**. v.38, p.1115-1122.

WORSFOLD, P. J.; MONBET, P.; TAPPIN, A. D.; FITZSIMONS, M. F.; STILES, D. A.; MCKELVIE, I. D. (2008) Characterisation and quantification of organic phosphorus and organic nitrogen components in aquatic systems: A Review. **Analytica chimica acta**. v.624 p.37–58.

WU, Q., BISHOP, P.L., KEENER, T.C., STALLARD, J., STILE, L., (2001). Sludge digestion enhancement and nutrient removal from anaerobic supernatant by $Mg(OH)_2$ application. **Water Sci. Technol**. v.44, p.161–166

XIN, L.; HONG-YINGA, H.; KEB, G.; JIA, Y. (2010) Growth and nutrient removal properties of a freshwater microalga *Scenedesmus* sp. LX1 under different kinds of nitrogen sources. **Ecological Engineering**. v. 36 p.379–38.1

XUECHU, C.; HAINAN, K.; DEYI, W.; XINZE, W.; YONGYONG, L. (2009) Phosphate removal and recovery through crystallization of hydroxyapatite using xonotlite as seed crystal. **Journal of Environmental Sciences**. v.21 p.575–580.

YAGCI, N., ARTAN, N., COKGOR, E.U., RANDALL, C.W., ORHON, D., (2003). Metabolic model for acetate uptake by a mixed culture of phosphate and glycogen-accumulating organisms under anaerobic conditions. **Biotechnol. Bioeng**. v.84, p.359–373.

YAMAMOTO-IKEMOTO, R., MATSUI, S., KOMORI, T., BOSQUE-HAMILTON, E.K., (1998). Control of filamentous bulking and interactions among sulfur oxidation-reduction and iron oxidation-reduction in activated sludge using an iron coagulant. **Water Sci. Technol.** v.38, p.9–17.

YANG, S.; YANG, F.; FU, Z.; WANG, T.; LEI, R. (2010) Simultaneous nitrogen and phosphorus removal by a novel sequencing batch moving bed membrane bioreactor for wastewater treatment. **Journal of Hazardous Materials.** v.175 p.551–557.

YE, Z.-L.; CHEN, S.-H.; WANG, S.-M.; LIN, L.-F.; YAN, Y.-J.; ZHANG, Z.-J.; CHEN, J.-S. (2010) Phosphorus recovery from synthetic swine wastewater by chemical precipitation using response surface methodology **Journal of Hazardous Materials.** v.176 p.1083–1088.

YUAN, Q.; OLESZKIEWICZ, J.A. (2010) Biomass fermentation to augment biological phosphorus removal. **Chemosphere.** v.78 p.29–34.

ZADOW, J.G., Utilization of milk components: Whey. In: ROBINSON, R. K.: Modern Dairy Technology, Advances in Milk Processing, Second Edition, England, **Chapman and Hall Publisher.**, v.1, cap.7, 1994.

ZEPKA, L.Q.; JACOB-LOPES, E.; GOLDBECK, R.; SOUZA-SOARES, L. A.; QUEIROZ, M.I. (2010). Nutritional evaluation of single-cell protein produced by *Aphanothece microscopica* Nägeli. **Bioresource Technology.** v. 101, p. 7107-7111.

ZEPKA, L.Q.; LOPES, E.J. ; GOLDBECK, R.; QUEIROZ, M.I. (2008). Production and biochemical profile of the microalgae *Aphanothece microscopica* Nägeli submitted to different drying condition. **Chemical Engineering and Processing.** v. 47, p.1313-1316.

ZHANG, E.; WANG, B.; WANG, Q.; ZHANG, S.; ZHAO, B. (2008). Ammonia–nitrogen and orthophosphate removal by immobilized *Scenedesmus sp.* isolated from municipal wastewater for potential use in tertiary treatment. **Bioresouce Tecnology.** v. 99, p. 3787-3793.

ZHANG, T.; DING, L.; REN, H.; GUO, Z.; TAN, J. (2010) Thermodynamic modeling of ferric phosphate precipitation for phosphorus removal and recovery from wastewater. **Journal of Hazardous Materials.** v.176 p.444–450.

ZHOU, Y.; XING, X.; LIU, Z.; CUI, L.; YU, A.; FENG, Q.; YANG, H. (2008). Enhanced coagulation of ferric chloride aided by tannic acid for phosphorus removal from wastewater. **Chemosphere** v. 72, p. 290–298.

ZHU, R.; WU, M.; ZHU, H.; WANG, Y.; YANG, J. (2011) Enhanced phosphorus removal by a humus soil cooperated sequencing batch reactor using acetate as carbon source. **Chemical Engineering Journal.** v.166 p.687–692.

CAPITULO 3
DESENVOLVIMENTO DO TRABALHO

ARTIGO 1

**“Influência da temperatura na remoção de fósforo por *Aphanothece microcopica*
Nägeli em biorreatores heterotróficos”**

**Influência da temperatura na remoção de fósforo por *Aphanothece microscopica*
Nägeli em biorreatores heterotróficos**

J. G. Vieira; M. I. Queiroz

Universidade Federal do Rio Grande – Departamento de Química – Laboratório de Biotecnologia, Rua Eng. Alfredo Huch 475, CEP 96201-900, Rio Grande – RS, Brasil.
Telefone (53) 32338676 – FAX (53) 32338645

RESUMO

O trabalho teve por objetivo avaliar a eficiência da cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli em remover heterotroficamente fósforo total dissolvido do efluente do processamento de laticínios. As condições experimentais foram temperaturas de 10°C, 20°C e 30°C, pH ajustado a 7,8, aeração de 1 VVM e inóculo de 200 mg.L⁻¹. Os experimentos foram realizados em biorreatores do tipo coluna de bolhas com capacidade para 4,5 L. Os resultados mostraram que a remoção de fósforo é fortemente dependente da temperatura do processo. A *Aphanothece microscopica* Nägeli foi efetiva na remoção de fósforo total dissolvido, alcançando taxas de remoção de 3,77 mg.L⁻¹.h⁻¹, que refletiram em conversões de 98,4 % em tempos de detenção hidráulica de 24 h.

Palavras-chave: microalgas, cultivo heterotrófico, fósforo, efluente de laticínios

ABSTRACT

The work aims to evaluate the efficiency of the *Aphanothece microscopica* Nägeli in heterotrophically removing dissolved total phosphorus from the dairy processing effluent. The experimental conditions were temperatures of 10 °C, 20 °C and 30 °C, pH adjusted to 7,8, aeration rate of 1 VVM and inoculum of 200 mg.L⁻¹. The experiments were performed in the bubble-column type of bioreactors with a capacity for 4,5 L. The results showed that the removal of phosphorus is highly dependent on the temperature of the process. *Aphanothece Microscopica* Nägeli was effective in the phosphate removal, achieving removal rates of 3,77 mg.L⁻¹.h⁻¹, which resulted in conversions of 98,4% in periods of hydraulic detention of 24 hours.

Keywords: microalgae, heterotrophic cultivation, phosphorus, dairy effluents

1 INTRODUÇÃO

O desenvolvimento de células de microalgas em zonas afóticas, associado à manutenção destas estruturas celulares nos períodos de escuro, durante o fotoperíodo diário, indica a possibilidade de utilizar tecnologicamente rotas metabólicas heterotróficas para o cultivo microalgal (PEREZ-GARCIA et al., 2011).

Todos os microrganismos, incluindo as microalgas utilizam o mesmo metabolismo respiratório. Com algumas pequenas diferenças, as microalgas possuem grande similaridade deste metabolismo quando comparado as plantas superiores. É impossível, no entanto, especificar substratos específicos que podem ser preferencialmente utilizados por uma espécie particular de microalga (SMITH, 1982).

Durante a respiração, ao contrário da fotossíntese, oxigênio é consumido, com paralela produção de CO₂, sendo que a taxa respiratória dos substratos orgânicos está intimamente orientada para o crescimento e divisões celulares. O metabolismo respiratório em microalgas desempenha duas funções principais: serve como fonte exclusiva de energia para manutenção e biossíntese e fornece os blocos construtores de carbono para a biossíntese (GEIDER; OSBORNE, 1989; JACOB-LOPES et al., 2010).

O desenvolvimento do cultivo em completo escuro elimina diversas desvantagens dos biorreatores fotossintéticos, principalmente no que se refere ao aporte de energia luminosa, possibilitando o uso de reatores convencionais com reatores agitados mecanicamente e coluna de bolhas (QUEIROZ et al., 2011).

Nestas condições as fontes orgânicas exógenas de carbono podem ser obtidas através de águas residuárias industriais. Nesse caso específico é possível direcionar a conversão de poluentes como matéria orgânica, nitrogênio e fósforo em biomoléculas de valor agregado. Por outro lado, se considerarmos apenas as características de tratamento de resíduos industriais, a principal vantagem do uso de biorreatores heterotróficos com microalgas está relacionada com a conversão simultânea de matéria orgânica, nitrogênio e fósforo, em uma única etapa, reduzindo custos capitais e operacionais comumente associados às formas convencionais de tratamento (QUEIROZ et al., 2007).

A remoção de fósforo por microalgas é uma tecnologia em potencial para a mitigação deste poluente eutrofizante. Diversos sistemas têm sido desenvolvidos considerando o metabolismo fotossintético destes organismos em lagoas de alta taxa (POWELL et al., 2006, POWELL et al., 2008, POWELL et al., 2009), embora restritos estudos tenham sido direcionados para elucidar o potencial do metabolismo heterotrófico de microalgas para esta finalidade. O crescimento de microalgas heterotroficamente consome fósforo como um elemento essencial requerido na constituição celular de

fosfolipídeos, nucleotídeos e ácidos nucléicos. Tipicamente as células destes organismos contêm aproximadamente 1 % de fósforo em base seca, embora em certas condições, haja evidências que estes organismos sejam capazes de retirar do meio quantidades excedentes de fósforo para posterior utilização. Este fósforo extra é estocado na forma de fosfato para uso como recurso interno quando as condições externas de fósforo são limitantes (MIYACHI et al., 1964).

Entre as inúmeras variáveis que controlam esse processo, a temperatura parece ser o maior limitante, já que é uma variável geográfica que afeta a taxa metabólica de todos os processos metabólicos. Indiretamente influencia a taxa de consumo de fósforo por estar relacionada com as propriedades da água, especiação iônica do fosfato e com a taxa de difusão através da camada limite que circunda a célula (SAKAMOTO et al., 1998).

Em face disto, este trabalho investiga o efeito da temperatura na remoção de fósforo total dissolvido por microalgas em biorreatores heterotróficos. Embora já exista um entendimento destas dinâmicas em sistemas fotossintéticos, este trabalho vai auxiliar a definir estas transformações em sistemas no completo escuro.

2 MATERIAL E MÉTODOS

2.1 Microrganismo e condições de cultivo

Uma monocultura de *Aphanothece microscopica Nägeli* (RSMAN92), originalmente isolada da Laguna dos Patos, no estado do Rio Grande do Sul, Brasil (32°01'S - 52°05'W) foi utilizada. As culturas foram propagadas e mantidas a 25°C, intensidade luminosa de 15 $\mu\text{mol.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ e fotoperíodo de 12 h na fase exponencial para tomada do inóculo. A concentração celular foi determinada por gravimetria, mediante filtração de volume conhecido de meio de cultura BG11 (RIPPKA et al., 1979), contendo células do microrganismo. Foram utilizados filtro Millipore de porosidade 0,45 μm previamente seco a 60°C por 24 h (QUEIROZ et al., 2004).

2.2 Água residuária

O efluente do processamento de laticínios foi coletado no tanque de equalização do sistema de tratamento de efluente de uma indústria localizada em Pelotas, RS. As amostras foram coletadas por um período de 12 meses, e caracterizadas quanto ao pH, demanda química de oxigênio (DQO), nitrogênio total Kjeldahl (N-NTK), ácidos voláteis totais (AVT), alcalinidade, óleos e graxas (OG), sólidos totais (ST), sólidos fixos (SF), sólidos suspensos (SS), sólidos voláteis (SV) e fósforo total (PT), segundo metodologia proposta por APHA (2005). As razões C/N e N/P foram determinadas a partir das concentrações de DQO, N-NTK e PO_4^{-3} .

2.3 Biorreator

O aparato experimental (Figura 1) foi constituído de um biorreator do tipo coluna de bolhas, construído em PVC de 4 mm de espessura, diâmetro interno de 10 cm, altura de 100 cm e 4,5 L de volume de trabalho. O sistema de dispersão de gases do reator consistiu em um difusor de ar de 1,5 cm localizado no centro da base da coluna.

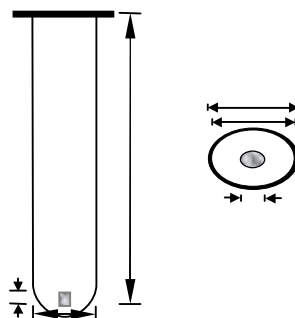


Figura 1: Diagrama esquemático do biorreator heterotrófico

2.4 Obtenção dos dados cinéticos

Os experimentos foram conduzidos em um biorreator operando em batelada, alimentado com 4,5 L de efluente, pH ajustado a 7,6, 200 mg.L⁻¹ de inóculo, temperaturas de 10 °C, 20 °C e 30°C, ausência de luminosidade, e aeração contínua de 1 VVM (volume de ar por volume de efluente por minuto).

2.5 Parâmetros cinéticos

Para cada temperatura avaliada um modelo cinético de ordem zero foi ajustado aos dados experimentais de fósforo total dissolvido (Eq. 1).

$$C_0 - C = k \cdot t \quad (1)$$

Onde C_0 é a concentração inicial de fósforo (mg.L⁻¹), C é a concentração final de fósforo (mg/L), k é a constante da velocidade de reação (h⁻¹) e t é o tempo de reação (h).

O efeito da temperatura sobre a constante da taxa de reação em relação a um padrão temperatura (293 K) pode ser expressa pela equação de Arrhenius modificada, conforme a Eq. 2 (SÖZEN et al., 1996):

$$r_T = r_{293} \times \theta^{(T-293)} \quad (2)$$

Onde o r_T é a taxa de reação na temperatura $T=T$ (mg.L⁻¹.h⁻¹), r_{293} é a taxa de reação na temperatura de 293 K (mg.L⁻¹.h⁻¹), θ é o coeficiente de temperatura e T é a temperatura da reação (K).

A energia de ativação da reação foi determinada graficamente através do logaritmo natural da equação de Arrhenius, conforme indicado pela Eq. 3:

$$\ln_{rT} = \frac{-E_a}{RT} + \ln A \quad (3)$$

Onde: A é o fator de frequência para a reação, R é a constante universal dos gases ($\text{kJ}\cdot\text{mol}^{-1}\cdot\text{K}^{-1}$), T é a temperatura (K) e E_a é a energia de ativação ($\text{kJ}\cdot\text{mol}^{-1}$).

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Os dados inerentes a caracterização do efluente de laticínio, obtido do tanque de equalização são apresentados na tabela 1.

Tabela 1: Características do efluente de laticínios

Parâmetro	Media	CV (%)
pH	9,4	1,38
DQO ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	1478,00	54,8
N-NTK ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	32,00	45,6
N-NH ⁴⁺ ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	6,00	47,3
ST ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	2608,00	23,1
SF ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	1290,00	56,8
SV ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	1318,00	46,9
Cálcio ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	9,80	228,9
Alcalinidade ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	279,00	14,7
PRT ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	7,30	10,3
PDR ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	5,33	12,9
PSR ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	1,98	40,4
PTHA ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	3,73	31,1
PDHA ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	3,52	29,8
PSHA ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	0,21	57,1
POT ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	12,00	9,3
POD ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	11,72	10,5
POS ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	0,28	96,4
PT ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	23,03	3,6
PDT ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	20,57	3,4
PST ($\text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$)	2,47	27,9

n = 6 repetições

CV: Coeficiente de variação (%)

A composição dos efluentes variam amplamente em função dos produtos processados. Na maioria das vezes estes produtos são elaborados separadamente o que

resulta em mudanças nas características da água residuária gerada em função do tempo JANCZUKOWICZ et al., 2007; VOURCH et al., 2008; KUSHWAHA et al., 2010). Isso é notadamente observado nos dados descritos, que apresenta os resultados de caracterização obtidos para o efluente do tanque de equalização de uma indústria de laticínio durante o período amostral de um ano, o qual foi utilizado para obtenção dos dados experimentais registrados neste trabalho.

Observa-se expressiva variabilidade quanto aos parâmetros determinados, principalmente no que se refere à matéria orgânica, nitrogenados, sólidos de uma maneira geral, cálcio e fósforo, tais como fósforo orgânico suspenso e fósforo suspenso hidrolisável.

As frações de fósforo que predominam no efluente de laticínio, são as formas orgânicas dissolvidas (11,72 mg.L⁻¹), seguida do fósforo reativo dissolvido (5,33 mg.L⁻¹), resultando em valores médios absolutos de fósforo total dissolvido de 20,57 mg.L⁻¹ pelo período de um ano de monitoramento.

A temperatura é um dos mais importantes fatores para a seleção de condições operacionais de biorreações, já que os microrganismos não possuem mecanismos para controlar sua temperatura interna. Desta forma, a temperatura interna da célula é determinada pela temperatura externa do ambiente (TOMASELLI et al., 1988). A Tabela 2 apresenta as constantes cinéticas para o consumo de fosfato total em biorreatores heterotróficos por microalgas.

Tabela 2: Constantes cinéticas para consumo de fosfato em biorreatores heterotróficos

Temperatura (°C)	C ₀ (mg.L ⁻¹)	C (mg.L ⁻¹)	R ²	k (h ⁻¹)	r (mg.L ⁻¹ .h ⁻¹)	E (%)
10	19,3	13,7	0,98	1,09	1,09	29,1
20	20,5	2,20	0,96	2,45	2,45	89,1
30	19,4	0,31	0,94	3,77	3,77	98,4

C₀: Concentração inicial (mg.L⁻¹); C: Concentração final (mg.L⁻¹); R²: coeficiente de determinação; k: constante da velocidade de reação (h⁻¹); r: taxa de remoção (mg.L⁻¹.h⁻¹); E: Eficiência de remoção (%).

Na faixa de temperatura avaliada, verificou-se que a remoção de fósforo está fortemente relacionada com a temperatura do biorreator, com máximas taxas de remoção de 3,77 mg.L⁻¹.h⁻¹ a 30°C. O ajuste do modelo cinético de ordem zero aos dados experimentais, comprovada pelos elevados coeficientes de determinação, sugere que o consumo de fósforo por *Aphanothece microscopica* Nägeli em regime heterotrófico independe da concentração de fósforo no efluente. Em termos de eficiência de remoção, para um tempo de residência celular de 24 h, observaram-se índices de 29,1 %, 89,1 % e 98,4 % para as temperaturas de 10°C, 20°C e 30°C, respectivamente. Estes valores são

superiores aos observados em lagoas de alta taxa, no qual o metabolismo microalgal é predominantemente fotossintético. Nestes sistemas, tempos de detenção hidráulica de até 24 dias são requeridos para remoção de fósforo (POWELL et al., 2009).

O efeito da temperatura nas taxas de remoção de fósforo total dissolvido pode ser melhor elucidado através da aplicação da equação de Arrhenius aos dados experimentais. A Tabela 3 apresenta os coeficientes de temperatura e a energia de ativação para a remoção de fosfato pela *Aphanothece microscopica* Nägeli.

Tabela 3: Coeficientes de temperatura e energia de ativação para o biorreator heterotrófico

Temperatura (°C)	C ₀ (mg.L ⁻¹)	C (mg.L ⁻¹)	R ²	k (h ⁻¹)	r (mg.L ⁻¹ .h ⁻¹)	E (%)
10	19,3	13,7	0,98	1,09	1,09	29,1
20	20,5	2,20	0,96	2,45	2,45	89,1
30	19,4	0,31	0,94	3,77	3,77	98,4

θ: Coeficiente de temperatura; Ea: Energia de ativação (kJ.mol⁻¹)

Os coeficientes de temperatura obtidos foram de $\theta=1,08$ para a faixa de temperatura de 10°C - 20°C e $\theta=1,04$ para a faixa 20°C - 30°C. Estes valores indicam que o efeito da temperatura é mais sensível na faixa de baixas temperaturas quando comparado a faixa mais elevada. Uma energia de ativação de 8,86 kJ.mol⁻¹ foi determinada para a faixa de temperatura de 10°C a 30°C. Estes coeficientes são particularmente úteis no projeto de reatores, já que correlacionam a taxa de remoção com a temperatura de operação. Desta forma, a diminuição da temperatura implica na diminuição da constante da taxa de remoção (k), e conseqüentemente no aumento do tempo de detenção hidráulica do sistema, para que não haja alterações na eficiência do sistema. Deve-se considerar a possibilidade da redução considerável no volume do biorreator quando temperaturas otimizadas são empregadas. Segundo Healey (1982) a temperatura é determinante na assimilação de fosfato por microalgas, com valores ótimos na faixa de 20°C a 30°C. A remoção dependente da temperatura e independente da concentração de fósforo indica que processos ativos e passivos estão envolvidos na remoção de fósforo por *Aphanothece microscopica* Nägeli em biorreatores heterotróficos. Segundo Lei et al. (2007) os processos passivos determinam atividades fisiológicas destes microrganismos, como consumo de nutrientes e metabolismo respiratório, como resultado da dependência do tamanho e morfologia das células.

4 CONCLUSÃO

A temperatura foi um fator determinante na remoção de fósforo total dissolvido no cultivo heterotrófico da *Aphanothece microscopica* Nägeli. Biorreatores heterotróficos com *A. microscopica* Nägeli foram efetivos na remoção de fósforo total dissolvido do

efluente do processamento de laticínios, verificando-se taxas de remoção de 3,77 mg.L⁻¹.h⁻¹, que refletiram em conversões de 98,4 % em tempos de detenção hidráulica de 24 h. Deve-se considerar, entretanto, que a remoção de fósforo é altamente sensível a temperatura, principalmente na faixa entre 10°C a 20°C ($\theta=1,08$), e nestas condições, a operacionalidade do biorreator deverá ser ajustada para a manutenção da eficiência do sistema.

5 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

APHA – American Public Health Association. **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater**. Washington, 2005.

GEIDER, R.J.; OSBORNE, B.A., (1989). Respiration and microalgal growth: a review of the quantitative relationship between dark respiration and growth. **New Phytologist Trust**. v.112, p. 327-341.

HEALEY, F.P. Phosphate. In: Carr, N.G. and Whitton, B.A. Editors, **The Biology of Cyanobacteria**. University of California Press, Berkeley, 1982.

JACOB-LOPES, E.; SCOPARO, C.H.G.; QUEIROZ, M.I.; FRANCO, T.T., (2010). Biotransformations of carbon dioxide in photobioreactors. *Energy Conversion and Management*, v.51, p. 894-900.

LEI, A.P.; HU, Z.L.; WONG, Y.S.; TAM, N.F.Y. (2007). Removal of fluoranthene and pyrene by different microalgal species, **Bioresource Technology**. v. 98, p. 273–280.

MIYACHI, S.; KANAI, R.; MIHARA, S.; MIYACHI, S.; AOKI, S., (1964). Metabolic roles of inorganic polyphosphates in *Chlorella* cells. **Biochimica et Biophysica Acta**. v.93, p. 625–634.

PEREZ-GARCIA, O.; ESCALANTE, F.M.E.; DE-BASHAN, L.E.; BASHAN, Y. (2011). Heterotrophic cultures of microalgae: Metabolism and potential products. **Water Research**. v.45 p.11-36.

POWELL, N.; SHILTON A.; CHISTI Y.; PRATT, S., (2009) Towards a luxury uptake process via microalgae – Defining the polyphosphate dynamics. **Water Research**. v. 43, p. 4207 – 4213.

POWELL, N.; SHILTON, A.; PRATT, S.; CHISTI, Y. Luxury uptake of phosphorus by microalgae in waste stabilisation ponds. In: Stuetz, R., Teik-Thye, L. (Eds.), Young Researchers 2006. *Water and Environment Management Series*, nº. 12. IWA Publishing, London, p. 249–256.

POWELL, N.; SHILTON, A.N.; PRATT, S.; CHISTI Y., (2008) Factors influencing luxury uptake of phosphorus by microalgae in waste stabilization ponds. **Environmental Science & Technology**. v. 42, p. 5958–5962.

QUEIROZ, M. I.; JACOB, E.; ZEPKA, L. Q.; BASTOS, R. (2007). The kinetics of the removal of nitrogen and organic matter from parboiled rice effluent by cyanobacteria in a stirred batch reactor. **Bioresource Technology**. v. 98, p. 2163-2169.

QUEIROZ, M.I.; HORNES M.O.; SILVA-MANETTI, A.G.; JACOB-LOPES, E., (2011) Single-cell oil production by cyanobacterium *Aphanothece microscopica* Nägeli cultivated heterotrophically in fish processing wastewater. **Applied Energy**. *In press*.

QUEIROZ, M.I; ZEPKA,L.Q.;JACOB,E; BASTOS,R. (2004).Evaluation of single cell protein production by *Aphanothece microscopica* Nageli in bath reactor. **Food Science and Biotechnology**,v.13,p.130-141.

RIPPKA, R.; DERUELLES, J.; WATERBURY, J.B.; HERDMAN, M.; STANIER, R.Y. (1979) Generic assignments strain histories and properties of pure cultures of cyanobacteria. **Journal of General Microbiology**. vol. 111, p. 01-61.

SAKAMOTO, T.; SHEN, G.; HIGASHI, S.; MURATA, N.; BRYANT, D.A. (1998). Alteration of low-temperature susceptibility of the cyanobacterium *Synechococcus* sp. PCC 7002 by genetic manipulation of membrane lipid unsaturation. **Archives of Microbiology**. v.169, p. 20-28.

SMITH, A.J. Modes of cyanobacterial carbon metabolism. **In:** Carr, N.G. and Whitton, B.A. Editors, *The Biology of Cyanobacteria*, University of California Press, Berkeley, 1982.

SÖZEN, S.; ORHON, D.; SAN, H.A. (1996). A new approach for the evaluation of the maximum specific growth rate in nitrification. **Water Research**. v. 30, p. 1661-1669.

TOMASELLI, L.; GIOVANNETTI, L.; SACCHI, A.; BOCHI, F. Effects of temperature on growth and biochemical composition in *Spirulina platensis* strain M2. **In:** Stadler, T., Mellion, J., Verdus, M.C., Karamanos, Y., Morvan, H., Christiaen, D. (Eds), *Algal Biotechnology*. Elsevier Applied Science. p.303-314, 1988.

ARTIGO 2

”Dinâmica de remoção de fosforo a partir do efluente de laticínios por culturas de cianobactéria”

Dinâmica de remoção de fósforo a partir do efluente de laticínios por culturas de cianobactéria

J.G.Vieira , M.I.Queiroz

Universidade Federal do Rio Grande – Departamento de Química – Laboratório de Biotecnologia, Rua Eng. Alfredo Huch 475, CEP 96201-900, Rio Grande – RS, Brasil.
Telefone (53) 32338676 – FAX (53) 32338645

RESUMO

A dinâmica de remoção das diferentes formas de fósforo (fósforo reativo, fósforo hidrolisado, fósforo orgânico e fósforo total) foram investigada nas fases dissolvidas e suspensas, pela cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli cultivada heterotroficamente no efluente de laticínio. O desempenho do biorreator foi altamente dependente da temperatura operacional (20°C e 30°C). A *Aphanothece microscopica* Nageli foi capaz de remover não só formas simples de fósforo (reativo e fósforo dissolvido por hidrólise ácida), mas também frações orgânicas complexas. Um baixo desempenho do biorreator foi evidenciado para a fração fósforo suspenso. A conversão de fósforo reativo suspenso e fósforo ácido hidrolisável suspenso variaram entre 50,3 % a 98,3 %, mas o fósforo orgânico suspenso e o fósforo total convertem-se, com aparecimento de picos de fósforo após um tempo de detenção hidráulica de 8 h, impactando linearmente o balanço total de fósforo. Além disso, um bom desempenho na remoção simultânea de matéria orgânica e nitrogênio total Kjeldahl, foi evidenciada nas condições avaliadas, resultando em uma conversão de 64,6 % a 96,9 % e 47,2 % a 72,8 %, para demanda química de oxigênio e nitrogênio total Kjeldahl, respectivamente. Nos experimentos realizados a temperatura de 20°C foram registrados os melhores valores cinéticos resultando em uma máxima concentração celular de 0,84 g.L⁻¹, velocidade máxima de crescimento de 8,64 dias⁻¹ e produtividade de 3,85 g.L⁻¹.dia⁻¹. Estes resultados indicam que um biorreator heterotrófico com cianobactérias tem potencial para remoção de fósforo do efluente de laticínios.

Palavras-chave: fósforo; biorreator; demanda química de oxigênio; nitrogênio

ABSTRACT

The dynamic of removal of different forms of phosphorus (namely reactive, acid-hydrolyzable phosphorus, organic and total phosphorus), of both phases (dissolved and suspended) by the cyanobacteria *Aphanothece microscopica Nägeli* heterotrophically cultivated on dairy processing wastewater was investigated. The bioreactor performance was highly dependent on the operational temperature (20 °C to 30 °C). The *Aphanothece microscopica Nägeli* was able to remove not only the simple forms of phosphorus (reactive and dissolved by acid-hydrolyzable phosphorus), but also fractions as organically bound phosphorus. The bioreactor's low performance was evidenced for the suspended phosphorus fraction. The conversion of suspended reactive phosphorus and suspended acid-hydrolyzable phosphorus, varied from 50.3 % to 98.3 %, but the suspended organic phosphorus and total phosphorus converts itself, with the appearance of peaks of phosphorus after a period of hydraulic suspension of 8 hours, impacting in a linear way the total balance of phosphorus. Apart from phosphorus removal a good performance in the removal organic matter and total nitrogen was evidenced simultaneously, resulting in conversion varied between 64.6 % to 96.9 % and 47.2 % to 72.8 % for chemical oxygen demand and total nitrogen respectively in the conditions evaluated. In the analyzed experiments performed at a temperature of 20 °C, it was registered the best kinetic values, resulting in a maximum cellular concentration of 0.84 g.L⁻¹, maximum speed of growth of 8.64 day⁻¹ and productivity of 3.85g.L⁻¹.day⁻¹. These results indicated that heterotrophic bioreactor with cyanobacteria have a good potential for removal phosphorus wastewater dairy.

Keywords: phosphorus; bioreactor, chemical oxygen demand, nitrogen

1 INTRODUÇÃO

A grande quantidade de fósforo nas águas residuárias, é uma das causas da eutrofização dos corpos de água naturais. Desta forma se faz necessário um tratamento prévio de remoção de fósforo antes de lançar o efluente ao meio ambiente (ABELSON,1999 , XIN et al., 2010).

O desenvolvimento de tecnologias para a remoção de fósforo teve início na década de 1950, em resposta ao problema da eutrofização e a necessidade de reduzir os níveis de fósforo nos corpos receptores (MORSE et al., 1998). Na atualidade, uma série de processos de tratamentos industriais tem sido desenvolvidos para remover fósforo.

A remoção biológica de fósforo é aceita como um dos processos mais econômicos e ambientalmente sustentáveis. (BROUGHTON et al., 2008). Em muitos casos a remoção é feita por conversão do íon fósforo presente na água, em uma fração sólida. Estas frações podem ser sais insolúveis, biomassa microbiana ou biomassa vegetal (BASHAN; HERNANDEZ; BASHAN, 2002.; BASHAN; BASHAN, 2004).

Muitas microalgas têm a capacidade de crescerem em condições heterotróficas, sendo seu crescimento suportado por fontes de carbono (ARDELEAN; ZARNEA, 1998; PEREZ-GARCIA et al., 2011). A utilização do metabolismo heterotrófico é uma importante vantagem, quando se pensa em aumento de escala em processos em que se utiliza microalgas, uma vez que independe da luz (QUEIROZ et al., 2011).

Biorreatores heterotróficos microalgais, são tecnologias de tratamento de efluentes em potencial para remoção simultânea de carbono nitrogênio e fósforo, por conversão destes componentes em biomassa passível de ser utilizada na alimentação quer humana como animal e em indústrias bioenergéticas (QUEIROZ et al., 2007).

O fósforo é um constituinte essencial ao organismo vivo. Está presente em ácidos nucleicos, fosfolipídios e vários solutos citoplasmáticos. (ABELSON, 1999; IRDEMEZ et al., 2006). A biomassa microalgal contém aproximadamente, 1 % de fósforo em peso seco (KAPLAN et al., 1986). No entanto, em certas condições pode utilizar muito mais que o necessário para sua sobrevivência, estocando este fósforo em excesso como fosfato, a ser usado, quando as condições externas forem limitadas (POWELL et al. 2009). Além disto, é passível de remoção por adsorção a biomassa (BASHAN; BASHAN, 2004).

Em face disto o objetivo deste trabalho foi investigar a dinâmica de remoção de diferentes formas de fósforo do efluente de laticínio em biorreatores heterotróficos.

2 MATERIAL E MÈTODOS

2.1 Microrganismos e condições de cultivo

Uma monocultura de *Aphanothece microscopica* Nægeli (RSMAN92), originalmente isolada da Laguna dos Patos, no estado do Rio Grande do Sul, Brasil (32°01'S - 52°05'W), foi utilizada. As culturas foram propagadas e mantidas em meio sintético BG11 (Braun-Grunow medium) (RIPPKA et al., 1979). As condições de manutenção usadas foram 25°C, intensidade luminosa de 15 $\mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, e foto período de 12 h (QUEIROZ et al. 2004).

2.2 Água Residuária

Na figura 1 apresenta-se o organograma das análises das frações de fósforo avaliadas.

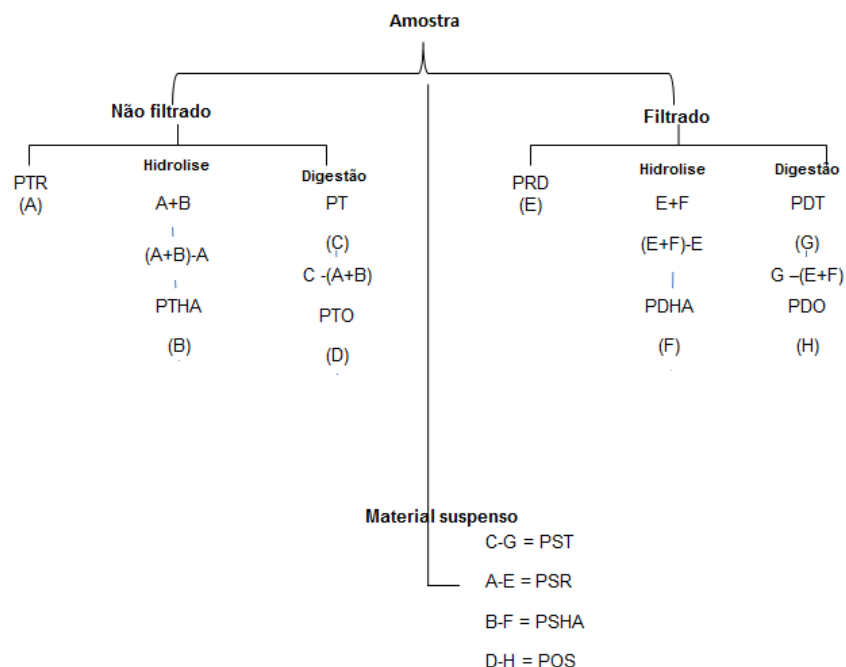


Figura 1: Organograma das análises das frações de fósforo

O efluente do processamento de laticínio foi coletado no tanque de equalização do sistema de tratamento de efluentes de uma indústria localizada em Pelotas, RS. As amostras foram coletadas por um período de 12 meses e caracterizada quanto ao pH, demanda química de oxigênio (DQO), nitrogênio total Kjeldahl (NTK), amônia (NH_4^{+1}), ácidos voláteis totais (AVT), alcalinidade, óleos e graxas (OG), sólidos totais (ST), sólidos fixos (SF), sólidos suspensos (SS) e frações de fósforo. As frações de fósforo consideradas foram: fósforo reativo dissolvido (PRD), fósforo dissolvido por hidrólise ácida (PDHA), fósforo orgânico dissolvido (POD), fósforo dissolvido total (PDT), fósforo suspenso reativo (PSR), fósforo suspenso dissolvido por hidrólise ácida (PDSHA),

fósforo orgânico suspenso (POS) e fósforo suspenso total (PST), analisado segundo o método 4500-P (Figura 1) (APHA, 2005). A tabela 1 expressa às características do efluente utilizado.

Tabela 1: Características do efluente de laticínios

Parâmetro	Media	CV (%)
pH	9,4	1,38
DQO (mg.L ⁻¹)	1478,00	54,8
N-NTK (mg.L ⁻¹)	32,00	45,6
N-NH ⁴⁺ (mg.L ⁻¹)	6,00	47,3
ST (mg.L ⁻¹)	2608,00	23,1
SF (mg.L ⁻¹)	1290,00	56,8
SV (mg.L ⁻¹)	1318,00	46,9
Cálcio (mg.L ⁻¹)	9,80	228,9
Alcalinidade (mg.L ⁻¹)	279,00	14,7
PRT (mg.L ⁻¹)	7,30	10,3
PDR (mg.L ⁻¹)	5,33	12,9
PSR (mg.L ⁻¹)	1,98	40,4
PTHA (mg.L ⁻¹)	3,73	31,1
PDHA (mg.L ⁻¹)	3,52	29,8
PSHA (mg.L ⁻¹)	0,21	57,1
POT (mg.L ⁻¹)	12,00	9,3
POD (mg.L ⁻¹)	11,72	10,5
POS (mg.L ⁻¹)	0,28	96,4
PT (mg.L ⁻¹)	23,03	3,6
PDT (mg.L ⁻¹)	20,57	3,4
PST (mg.L ⁻¹)	2,47	27,9

n= 6 repetições

Fonte: Vieira; Queiroz, (2011)

2.3 Biorreator

O aparato experimental (figura 2) foi constituído por um biorreator do tipo coluna de bolhas, constituído em PVC de 4 mm de espessura, diâmetro interno de 10 cm, altura de 100 cm e 4,5 L de volume de trabalho. O sistema de dispersão de gases do reator consistiu em um difusor de ar de 1,5 cm localizado no centro da base da coluna.

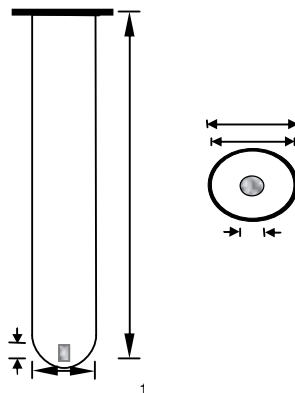


Figura 2: Diagrama esquemático do biorreator heterotrófico

2.4 Obtenção dos dados cinéticos

Os experimentos foram conduzidos em um biorreator em batelada, alimentado com 4,5 L de efluente, pH ajustado a 7,6, 200 mg de inóculo operando a temperatura de 10°C, 20°C and 30°C, ausência de luminosidade e aeração contínua de 1VVM (volume de ar por volume de cultura por minuto). A concentração celular foi monitorada de 4 h em 4 h. Um tempo de residência de 24 h foi considerado. Os testes foram realizados em quadruplicata e os dados cinéticos a partir da média de sete replicatas (n=7).

2.5 Parâmetros cinéticos

Dados de concentração de fósforo foram utilizados para calcular a taxa de reação para um modelo de cinética de ordem zero ($C=C_0-k \cdot t$), onde C é a concentração de fósforo final (mg.L^{-1}), C_0 é a concentração inicial de fósforo (mg.L^{-1}) e k é a constante da velocidade de reação (h^{-1}). As eficiências de remoção ($E = C-C_0/C_0$) foram calculadas para frações de fósforo, DQO e N-NTK, onde E é a eficiência de remoção (%), C é a concentração final (mg.L^{-1}) e C_0 é a concentração inicial (mg.L^{-1}). Dados de biomassa foram utilizados para calcular a taxa de crescimento específica máxima ($\ln(X/X_0)-\mu_{\max} \cdot t$), onde X é a concentração celular final (g.L^{-1}), X_0 é a concentração inicial da célula (g.L^{-1}), sendo μ_{\max} a velocidade específica de crescimento máxima (h^{-1}) e t é o tempo (h), e para calcular a produtividade de biomassa ($P_X=\mu_{\max} \cdot X_t$), onde P_X é a produtividade da biomassa ($\text{g.L}^{-1} \cdot \text{h}^{-1}$), sendo μ_{\max} velocidade específica de crescimento máxima (h^{-1}) e X_t é a concentração celular no tempo $t = t$ (g.L^{-1}).

3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Na tabela 2 e figura 1 é possível avaliar que o efeito da concentração na remoção de fósforo pela microalga não foi significativa nas condições avaliadas.

Tabela 2: Cinética de remoção de fósforo em efluente de laticínio por cianobactéria

Fração	Temperatura					
	10°C		20°C		30°C	
	k (h ⁻¹)	R ²	k (h ⁻¹)	R ²	k (h ⁻¹)	R ²
PRD	0.04	0.97	0.14	0.96	0.13	0.99
PDHA	0.05	0.71	0.13	0.57	0.11	0.99
PDO	0.13	0.88	0.41	0.98	0.55	0.89
PDT	0.20	0.96	0.75	0.97	0.65	0.82
PRS	0.02	0.92	0.09	0.78	0.03	0.87
PSHA	0.03	0.97	0.05	0.95	0.08	0.96
POS	-	-	-	-	-	-
PST	-	-	-	-	-	-

R²: coeficiente de determinação; k: constante da velocidade de reação (h⁻¹)

Os dados experimentais se ajustam a um modelo cinético de ordem zero, suficientemente robusto para descrever a cinética de remoção de fósforo por *Aphanothece microscópica* Nägeli em condições heterotróficas.

O ortofosfato é a forma comumente assimilada por cianobactérias. No entanto, outras formas como meta e pirofosfato e compostos orgânicos de fósforo podem ser assimilados pelos microrganismos (HEALEY, 1982; POWELL et al., 2009).

A taxa de reação para as frações de fósforo consideradas situou-se entre 0,02 h⁻¹ a 0,75 h⁻¹. Consequentemente a taxa de remoção de fósforo (mg.L⁻¹) situou-se neste intervalo.

A análise dos resultados evidencia ainda a habilidade da *Aphanothece microscópica* Nägeli, cultivada heterotroficamente, em assimilar não somente formas simples de fósforo, como também frações complexas como fósforo hidrolisável em meio ácido e fósforo orgânico, com taxas de remoção similares ou superiores ao encontrado para fósforo reativo. A assimilação destes compostos são possíveis pela hidrólise do fosfato existente tanto na forma intra como extra-celular. Microrganismos com fosfatase ativa na superfície externa da célula ou retida na parede celular são capazes de hidrolisar o fósforo, a partir de diferentes compostos fosforados. Essa atividade em geral é induzida pela deficiência de fósforo (KUENZLER, 1965). Em muitas cianobactérias esta atividade é ótima no intervalo de pH de 8,0 a 10,0,

temperatura de 20°C – 30°C e presença de cálcio no meio de cultivo (KUENZLER; PERRAS, 1965).

A Figura 3 apresenta o ajuste dos dados experimentais pelo método integral para dados cinéticos de ordem zero para a fração de fósforo total dissolvido a 30°C.

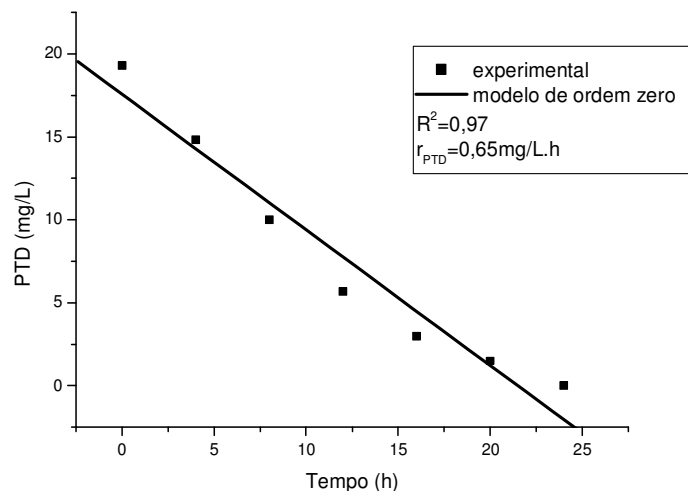


Figura 3 Ajuste dos dados experimentais pelo método integral para dados cinéticos de ordem zero (PTD a 30°C)

A eficiência de remoção (E) é considerada a principal indicadora de desempenho de um biorreator em tratamento de efluentes. A temperatura surtiu efeito na capacidade de remoção (tabela 3). Observou-se que somente no intervalo de temperatura de 20°C - 30°C foram registradas importantes eficiências de remoção. Na temperatura de 30°C verifica-se valores de 100 % para fósforo dissolvido e de 89 % para 20°C. Estes valores de E foram obtidos para um tempo de detenção hidráulica menor que 24 h (16 h para a melhor condição). Ambas condições estão de acordo com os limites referenciados pela Agência de Proteção Ambiental (EPA, 1994), Conselho Diretor Europeu (CEE, 1991) e Conselho Estadual do Meio Ambiente (RIO GRANDE DO SUL, 2006) que referencia concentrações finais que variam de 1 mg.L⁻¹ a 4 mg.L⁻¹ ou porcentagens mínima de redução de 75 %.

A temperatura notadamente exerce efeito nas taxas de reações enzimáticas, energia de produção e remoção de nutrientes (SAKAMOTO et al., 1998). Influenciando ainda, na capacidade de ionização da água e como consequência, na taxa de difusão de fósforo através da membrana celular dos microrganismos (CEMBELA et al., 1983).

A tabela 3 apresenta as eficiências de remoção de fósforo por *Aphanothece microscópica* Nägeli em biorreatores heterotróficos.

Tabela 3 Eficiências de remoção de fósforo por *Aphanothece microscópica* Nägeli em biorreatores heterotróficos

Temperatura	Remoção (%)							
	Fração							
	PRD	PHAR	POD	PDT	PSR	PHAS	POS	PST
10°C	30,4	58,1	26,8	28,2	51,6	33,3		
20°C	66,7	100	78,9	89,0	69,6	82,5		
30°C	100	100	90,8	100	50,3	93,3		

Frações de fósforo: fósforo reativo dissolvido (PRD); fósforo dissolvido por hidrólise ácida (PDHA); fósforo orgânico dissolvido (POD); fósforo dissolvido total (PDT); fósforo reativo suspenso (PRS) fósforo suspenso hidrolisável (PSHA); fósforo orgânico suspenso (POS) e fósforo suspenso total (PST).

As frações de fósforo orgânico suspenso (POS) e fósforo suspenso total (PST) não demonstraram o perfil característico com redução de suas concentrações com o tempo. A figura 4 expressa o comportamento descrito pelas referidas frações de fósforo para a temperatura de 30°C.

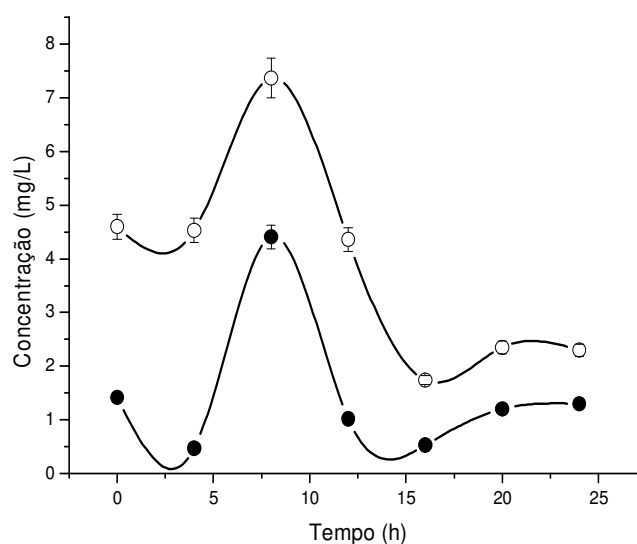


Figura 4: Comportamento das frações de fósforo orgânico suspenso e fósforo suspenso total a 30°C

A fração POS para todas as condições aumentou após 8 h de tempo de detenção hidráulica, resultando em conseqüente aumento na fração PST. A excreção de fósforo e a absorção é efetuada pelas cianobactérias em condições em que o fósforo é limitante. Resultados similares ao descrito neste trabalho são reportados por Laliberté et al., (1997) que registraram picos de fósforo avaliando um processo de tratamento de efluente doméstico por *Phormidium bohneri*. Segundo Thebault (1995), a quantidade de fósforo presente em um dado ponto e momento é resultado de um

complexo equilíbrio dinâmico entre o fósforo dissolvido e o suspenso ambos em forma orgânica e inorgânica. Este comportamento pode ser explicado, considerando que muitas cianobactérias captam simultaneamente fósforo orgânico e inorgânico. Por outro lado, algumas cianobactérias estocam ortofosfatos, que desempenham um papel regulador do transporte de fósforo e que podem também serem liberados para o meio, quando a célula morre (LEAN; NALEWAJKO, 1976; JANSSON, 1988; CAMERON; JULIAN, 1988).

A remoção de fósforo de um meio que contenha uma cultura algal está associada a um mecanismo de remoção pela alga e pela precipitação química. A remoção de fósforo pelo microrganismo está diretamente influenciada pelas rotas metabólicas disponibilizadas pelo tipo de cultivo. De forma análoga ao que ocorre na fotossíntese, o metabolismo heterotrófico é uma rota em potencial, para remover fósforo de águas residuárias. Por outro lado, valores de pH encontrados durante os bioprocessos 7,6 – 7,7; 7,6 – 8,9 e 7,6 – 8,1, para 10°C, 20°C e 30°C, respectivamente, estão associados com a alta concentração de cálcio ($9,83 \text{ mg.L}^{-1} \pm 22,5$), favorecendo a precipitação de fosfato de cálcio, importante no mecanismo de remoção, a valores de pH superiores a 8,0 (MOUTIN et al., 1992).

A figura 5 apresenta a remoção de DQO e N-NTK a 30°C em cultivos heterotróficos da cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli.

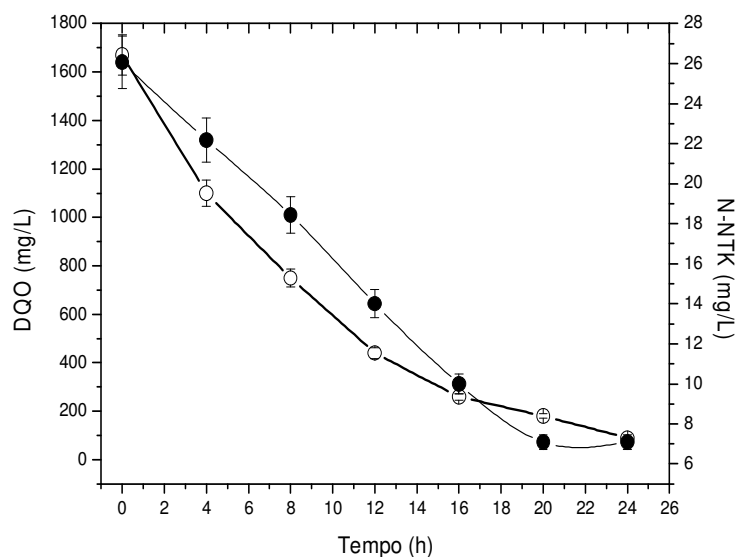


Figura 5: Remoção de DQO e N-NTK a 30°C

A taxa de aumento de pH depende do tipo e da concentração de carbono orgânico exógeno (KOMOR et al., 1985). Nesse sentido, Lei et al. (2007) reportam a importância da aderência física, ou de ligações iônicas e moleculares na superfície da

biomassa. De acordo com estes autores, o tamanho e a morfologia da célula, influencia diretamente na eficiência de remoção de compostos orgânicos e inorgânicos pela microalga. Quer isolado ou combinado estes mecanismos contribuem para a alta eficiência obtida neste estudo. Independente da remoção de fósforo, a *Aphanothece microscopica* Nägeli apresentou bom desempenho quanto a capacidade de remoção de matéria orgânica e nitrogênio total Kjeldahl. As eficiências de remoção registradas para todas as condições avaliadas foram 64,6 %, 96,9 % e 71,6 % para temperaturas de 10°C, 20°C e 30°C, respectivamente. Analogamente, variações de nitrogênio total foram registradas, 47,2 %, 59,3 % e 72,8 % para temperaturas de 10°C, 20°C e 30°C.

Na tabela 4 estão expressos os resultados da avaliação da cinética de crescimento. Observa-se que a temperatura de 20°C obteve-se os melhores valores cinéticos, resultando em uma máxima concentração celular de 0,84 g.L⁻¹, velocidade máxima de crescimento de 8,64 dias⁻¹ e produtividade de 3,85 g.L⁻¹.dia⁻¹.

Tabela 4 Avaliação da cinética de crescimento

Parâmetro	10°C	20°C	30°C
X _{máx} (g.L ⁻¹)	0,42±0,15	0,84±0,57	1,07±0,12
μ _{máx} (dia ⁻¹)	2,88±0,06	8,64±0,02	6,0±0,04
pH _{max}	7,70±0,54	8,90±0,45	8,10±0,44
P _x (g.L ⁻¹ .dia ⁻¹)	0,81±0,01	3,85±0,04	1,69±0,02

X_{máx}: concentração celular máxima; P_x: produtividade em biomassa (g.L⁻¹.dia⁻¹) μ_{máx}: velocidade específica de crescimento máxima; pH_{max}: potencial hidrogeniônico máximo

Dados obtidos após 4 repetições

4 CONCLUSÃO

A análise dos resultados permitem concluir que remoção de fósforo, nitrogênio total Kjeldahl e DQO em condições heterotróficas por cianobactérias é rota em potencial para tratamento de efluentes de laticínios. O parâmetro operacional, fundamental para a aplicação de um biorreator heterotrófico é a temperatura. Em termos de fração de fósforo a *Aphanothece microscopica* Nägeli foi capaz de remover frações simples de fósforo, como reativo e complexos como fósforo hidrolisável e orgânico, principalmente na fase dissolvida. No que se refere ao fósforo em suspensão foi registrada baixa conversão de fósforos e em alguns casos orgânico e fósforo suspenso total. Para a melhor condição 20°C foram registrados taxas de remoção de 0,14, 0,13, 0,41, 0,75, 0,09 mg.L⁻¹ e 0,05 mg.L⁻¹ para PRD, PHAD, POD, PDT, PRS e PHAS, respectivamente. Foram verificadas remoção de 96,9 % de DQO e 59,3 % de N-NTK e produtividade em biomassa de 3,85 g.L⁻¹.

5 REFERENCIAS

- ABELSON, P. H. (1999) A potential phosphate crisis. **Science**. v.283, p.2015.
- APHA – American Public Health Association. **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater**. Washington, 2005.
- ARDELEAN, I., ZARNEA, G., (1998). Photosynthesis respiration interplay in cyanobacteria: fundamentals and application. In: Subramanian, G., Kaushik, B.D., Venkataraman, G.S. (Eds.), **Cyanobacterial Biotechnology**. **Science Publishers Inc.**, USA, p. 103–107.
- BASHAN, L. E.; BASHAN, Y. Recent advances in removing phosphorus from wastewater and its future use as fertilizer (1997–2003). **Water Research**. v. 38, 2004, p. 4222–4246.
- BASHAN, L.E.; MORENO, M.; HERNANDEZ, J.P.; BASHAN, Y. (2002). Removal of ammonium and phosphorus ions from synthetic wastewater by the microalgae *Chlorella vulgaris* coimmobilized in alginate beads with the microalgae growth-promoting bacterium *Azospirillum brasilense*. **Water Research**. v. 36, p. 2941-2948.
- BROUGHTON, A.; PRATT, S.; SHILTON, A. (2008) Enhanced biological phosphorus removal for high-strength wastewater with a low rbCOD:P ratio. **Bioresource Technology**. v. 99, p. 1236–1241.
- CAMERON, H. J.; JULIAN, G. R. (1988). Utilization of hydroxyapatite by cyanobacteria as their sole source of phosphate and calcium. **Plant and Soil**. v.109, p.123-124.
- CEE (1991) European Commission, Council directive of 21 May concerning urban waste water treatment. In: (91/271/EEC) EEC (1991).
- CEMBELLA, A. D., ANTIA, N. J., HARRISON, P. J., (1983). The utilisation of inorganic and organic phosphorous compounds as nutrients by eukaryotic microalgae: a multidisciplinary perspective: part CRC. **Critical Reviews in Microbiology**. v.10, p.317–391.
- EPA - US Environmental Protection Agency, (1994). **Water Quality Standards Handbook: Second Edition**. EPA-823-B-94-005a. Office of Water, US Environmental Protection Agency, Washington, DC.
- HEALEY, F.P. Phosphate. In: Carr, N.G. and Whitton, B.A. Editors, **The Biology of Cyanobacteria**, University of California Press, Berkeley, 1982.
- IRDEMEZ, S.; DEMIRCIOGLU, N.; YILDIZ, Y. S.; BINGÜL, Z. (2006). The effects of current density and phosphate concentration on phosphate removal from wastewater by electrocoagulation using aluminum and iron plate electrodes. **Separation and Purification Technology**. v.52, p.218–223.
- JANSSON, M. (1988). Phosphate uptake and utilization by bacteria and algae. **Hydrobiologia**. v.170, p.177-189.
- KAPLAN, D., RICHMOND, A. E., DUBINSKY, Z., AARONSON, S., (1986). Algal nutrition. In: Richmond, A.E. (Ed.), **CRC Handbook of Microalgal Mass Culture**. CRC Press, Boca Raton.

- KOMOR, E., SCHOBERT, C., CHO, B. H. (1985). Sugar specificity and sugar-proton interaction for the hexose-proton-symport system of *Chlorella*. **Eur. J. Biochem.** v.146, p.649-656.
- KUENZLER E. J.; PERRAS, J. P. (1965) Phosphateses of marine algae. *The Biological. Bulletin by Marine Biological Laboratory.*, v.128, p. 271-284.
- KUENZLER, E. J. (1965) Glucose-6.phosphate utilization by marine algae. **Journal Phycology.** v.1, p.156-164.
- LALIBERTE, G., LESSARD, P., DE LA NOÛE, J., SYLVESTRE, S., (1997). Effect of phosphorus addition on nutrient removal from wastewater with the cyanobacterium *Phormidium bohneri*. **Bioresource Technol.** v.59, p.227–233.
- LEAN, D. R. S.; NALEWAJKO, C. (1976). Phosphate exchange and organic phosphorus excretion by freshwater algae. **Journal of the Fisheries Research Board Canada**, v.33, p.1312-1323.
- LEI, A.P.; HU, Z.L.; WONG, Y.S.; TAM, N.F.Y. (2007). Removal of fluoranthene and pyrene by different microalgal species, **Bioresource Technology.** v. 98, p. 273–280.
- MORSE, G.K.; BRETT, S.W.; GUY, J.A.; LESTER, J.N. (1998). Review: Phosphorus removal and recovery Technologies. **The Science of the Total Environment.** vol. 212, p. 69-81.
- MOUTIN, T., GAL, J. Y., EL HALOUANI, H., PICOT, B. & BONTOUX, J. (1992). Decrease of phosphate concentration in a high rate pond by precipitation of calcium phosphate: theoretical and experimental results. **Water Research.**, v.26, p.1445-1450.
- PEREZ-GARCIA, O.; ESCALANTE, F.M.E.; DE-BASHAN, L.E.; BASHAN, Y. (2011). Heterotrophic cultures of microalgae: Metabolism and potential products. **Water Research.** v.45 p.11-36.
- POWELL, N.; SHILTON A.; CHISTI Y.; PRATT, S., (2009) Towards a luxury uptake process via microalgae – Defining the polyphosphate dynamics. **Water Research.** v. 43, p. 4207 – 4213.
- QUEIROZ, M. I.; BENERI, R.; BASTOS, R.; ALMEIDA, R. (2004). Single-cell protein production by *Aphanothece microscopica* Nägeli in rice parboiled effluent. **Food Science and Biotechnology.** v. 13, n. 1, p. 142-150.
- QUEIROZ, M. I.; JACOB, E.; ZEPKA, L. Q.; BASTOS, R. (2007). The kinetics of the removal of nitrogen and organic matter from parboiled rice effluent by cyanobacteria in a stirred batch reactor. **Bioresource Technology.** v. 98, p. 2163-2169.
- QUEIROZ, M.I.; HORNES M.O.; SILVA-MANETTI, A.G.; JACOB-LOPES, E., (2011) Single-cell oil production by cyanobacterium *Aphanothece microscopica* Nägeli cultivated heterotrophically in fish processing wastewater. **Applied Energy** In press.
- RIO GRANDE DO SUL, 2006. Resolução CONSEMA 128/2006 de 24 de novembro de 2006. Dispõe sobre a fixação de padrões de emissão de efluentes líquidos para fontes de emissão que lancem seus efluentes em águas superficiais no Estado do Rio Grande do Sul. **Diário Oficial [do] Estado**, Secretaria do Meio Ambiente, Porto Alegre, 24 nov. 2006.

RIPPKA, R.; DERUELLES, J.; WATERBURY, J.B.; HERDMAN, M.; STANIER, R.Y. (1979). Generic assignments strain histories and properties of pure cultures of cyanobacteria. **Journal of General Microbiology**. v.111, p.01-61.

SAKAMOTO, T.; SHEN, G.; HIGASHI, S.; MURATA, N.; BRYANT, D.A. (1998). Alteration of low-temperature susceptibility of the cyanobacterium *Synechococcus* sp. PCC 7002 by genetic manipulation of membrane lipid unsaturation. **Archives of Microbiology**. v.169, p. 20-28.

THÉBAULT, J.-M. (1995). Representation of phosphorus in lake ecosystem models. **Annals Limnology**., v.31, p.143-149.

VIEIRA, J. G.; QUEIROZ, M. I. Remoção de fósforo pela cianobactéria *Aphanothece microscopia* Nägeli em cultivos heterotróficos. Fundação Universidade do Rio Grande – FURG, Rio grande – RS. **Dissertação de mestrado**, 2011.

XIN, L.; HONG-YING, H.; KE, G.; YING-XUE, S. (2010) Effects of different nitrogen and phosphorus concentrations on the growth, nutrient uptake, and lipid accumulation of a freshwater microalga *Scenedesmus* sp. **Bioresource Technology**. v. 101, p. 5494-5500.

CAPITULO 4
CONCLUSÃO GERAL

CONCLUSÃO GERAL

A temperatura do sistema foi um fator determinante na remoção de fósforo total dissolvido, principalmente na faixa de 10°C a 20°C. No que se refere a remoção das frações de fósforo foi possível concluir que a *Aphanothece microscopica* Nägeli foi capaz de remover não só frações de fósforo simples, como reativo, como também complexas, como hidrolisável e orgânico. Ficando demonstrado assim que a remoção de DQO, N-NTK e fósforo em condições heterotróficas por cianobactéria é rota em potencial para tratamento de efluente de laticínio tendo como parâmetro operacional fundamental a temperatura.

CAPITULO 5
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ABELSON, P. H. (1999) A potential phosphate crisis. **Science**. v.283, p.2015.
- APHA – American Public Health Association. **Standard Methods for the Examination of Water and Wastewater**. Washington, 2005.
- ARDELEAN, I., ZARNEA, G., (1998). Photosynthesis respiration interplay in cyanobacteria: fundamentals and application. In: Subramanian, G., Kaushik, B.D., Venkataraman, G.S. (Eds.), **Cyanobacterial Biotechnology. Science Publishers Inc., USA**, p. 103–107.
- ASLAN, S.; KAPDAN, I. K. (2006) Batch kinetics of nitrogen and phosphorus removal from synthetic wastewater by algae. **Ecological Engineering** vol. 28, p. 64–70.
- BANU, R.; ANANDAN, S.; KALIAPPAN, S.; YEOM, I.-T. (2008) Treatment of dairy wastewater using anaerobic and solar photocatalytic methods. **Solar Energy** v. 82, p. 812–819.
- BASHAN, L. E.; BASHAN, Y. Recent advances in removing phosphorus from wastewater and its future use as fertilizer (1997–2003). **Water Research**. v. 38, 2004, p. 4222–4246.
- BASHAN, L.E.; MORENO, M.; HERNANDEZ, J.P.; BASHAN, Y. (2002). Removal of ammonium and phosphorus ions from synthetic wastewater by the microalgae *Chlorella vulgaris* coimmobilized in alginate beads with the microalgae growth-promoting bacterium *Azospirillum brasilense*. **Water Research**, v. 36, p. 2941-2948.
- BASTOS, R. G.; PAIVA, P. R.; PAIVA, M. P.; PAIVA, G. P.; QUEIROZ, M. I. (2011) Growth of *Aphanothece microscopica* Nägeli on exogenous sugars. **Bioscience Journal**., Uberlândia, v. 27, n. 1, p. 156-161.
- BASTOS, R.G.; QUEIROZ, M.I.; ALMEIDA, T.L.; BENERI, R.L.; ALMEIDA, R.V.; PADILHA, M.. (2004) Remoção de nitrogênio e matéria orgânica do efluente da parboilização do arroz por *Aphanothece microscópica* Nägeli na ausência de luminosidade. **Revista Engenharia Sanitária e Ambiental**. v. 9 - Nº 2, p. 112-116..
- BELLIER, N.; BELLIER, F.; COMEAU, Y. (2006). Phosphorus removal from wastewater by mineral apatite. **Water Research** vol. 40, p. 2965 – 2971.
- BENITEZ-NELSON, C. R. (2000) The biogeochemical cycling of phosphorus in marine systems. **Earth-Science Reviews** v.51 p.109–135
- BISWAS, B. K.; INOUE, K.; GHIMIRE, K. N.; HARADA, H.; OHTO, K.; KAWAKITA, H. (2008). Removal and recovery of phosphorus from water by means of adsorption onto orange waste gel loaded with zirconium. **Bioresource Technology** v.99 p.8685–8690.
- BLIER, R.; LALIBERTÉ, G.; NÖUE, J. de la. (1996). Production of the cyanobacterium *Phormidium bohneri* in parallel with epuration of a dairy anaerobic effluent. **Process Biochemistry**, v. 31, p. 587-593.
- BROOKS, A. S.; ROZENWALD, M. N.; GEOHRING, L. D.; LION, L. W. STEENHUIS, T. S. (2000) Phosphorus removal by wollastonite: A constructed wetland substrate. **Ecological Engineering** v.15 p.121–132.

BROUGHTON, A.; PRATT, S.; SHILTON, A. (2008) Enhanced biological phosphorus removal for high-strength wastewater with a low rbCOD:P ratio. **Bioresource Technology**. v. 99, p. 1236–1241.

CAMERON, H. J.; JULIAN, G. R. (1988). Utilization of hydroxyapatite by cyanobacteria as their sole source of phosphate and calcium. **Plant and Soil**. v.109, p.123-124.

CEE (1991) European Commission, Council directive of 21 May concerning urban waste water treatment. In: (91/271/EEC) EEC (1991).

CEMBELLA, A. D., ANTIA, N. J., HARRISON, P. J., (1983). The utilisation of inorganic and organic phosphorous compounds as nutrients by eukaryotic microalgae: a multidisciplinary perspective: part CRC. **Critical Reviews in Microbiology**. v.10, p.317–391.

CHEN, F., JOHNS, M.R., (1996). Heterotrophic growth of *Chlamydomonas reinhardtii* on acetate in chemostat culture. **Process Biochem**. v.31, p.601-604.

CHIMENOS, J.M.; FERNANDEZ, A.I.; HERNANDEZ, A.; HAURIE, L.; ESPIELL, F.; AYORA, C. (2006). Optimization of phosphate removal in anodizing aluminum wastewater. **Water Research**. vol. 40; p.137–43.

CHISTI, Y. (2007) Biodiesel from microalgae. **Biotechnology Advances**. vol. 25, p. 294-306

CONVERTI, A.; DOMINGUEZ, J.M. (2001). Influence of temperature and pH on xylitol production from xylose by *Debaryomyces hansenii*. **Biotechnology and Bioengineering**, v. 75, p. 39-45.

DE LA NOÛE, J., DE PAUW, N., (1988). The potential of microalgal biotechnology: a review of production and uses of microalgae. **Biotechnol. Adv.** v.6, p.725–770.

DELLAMATRICE, P. M.; MONTEIRO, R. T. R. (2006) Toxicidade de Resíduos Têxteis Tratados por Microrganismos. **J. Braz. Soc. Ecotoxicol.**, v. 1, p. 63-66.

DUMAS, A.; LALIBERTÉ, G.; LESSARD, P.; DE LA NOÛE, J. (1998). Biotreatment of fish farm effluents using the cyanobacterium *Phormidium bohneri*. **Aquacultural engineering**. v.17 p. 57-68.

EHIRA, S.; HAMANO, T.; HAYASHIDA, T.; KOJIMA, K.; NAKAMOTO, H.; HIYAMA, T.; OHOMORI, M.; SHIVAJI, S.; SATO, N. (2003). Conserved temperature-dependent expression of RNA-binding proteins in cyanobacteria with different temperature optima. **FEMS Microbiology Letters**, v. 225, p. 137-142.

EPA - US Environmental Protection Agency, (1994). Water Quality Standards Handbook: Second Edition. EPA-823-B-94-005a. Office of Water, US Environmental Protection Agency, Washington, DC.

FAY, P. (1983). **The blue-greens (Cyanophyta-Cyanobacteria)**. First published in Great Britain. p. 01-88.

FERNÁNDEZ, F.J.; CASTRO, M.C.; VILLASENOR, J., RODRÍGUEZ, L. (2011) Agro-food wastewaters as external carbon source to enhance biological phosphorus removal. **Chemical Engineering Journal**. v.166 p.559–567.

FONTENOT, Q.; BONVILLAIN, C.; KILGEN, M.; BOOPATHY, R. (2007). Effects of temperature, salinity, and carbon: nitrogen ratio on sequencing batch reactor treating shrimp aquaculture wastewater. **Bioresource Technology**, v. 98, p. 1700-1703.

FYTIANOS, K.; VOUDRIAS, E.; RAIKOS, N. (1998). Modelling of phosphorus removal from aqueous and wastewater samples using ferric iron. **Environmental Pollution**. vol 101, p. 123-130.

GALARNEAU, E., GEHR, R., (1997). Phosphorus removal from wastewaters: experimental and theoretical support for alternative mechanisms. **Water Research** v.31, p.328–338.

GE, S.; PENG, Y.; WANG, S.; GUO, J.; MA, B.; ZHANG, L.; CAO, X. (2010). Enhanced nutrient removal in a modified step feed process treating municipal wastewater with different inflow distribution ratios and nutrient ratios. **Bioresource Technology**. v.101, p.9012–9019.

GEIDER, R.J.; OSBORNE, B.A., (1989). Respiration and microalgal growth: a review of the quantitative relationship between dark respiration and growth. **New Phytologist Trust**. v.112, p. 327-341.

GOLDER, A.K.; SAMANTA, A.N.; RAY, S. (2006). Removal of phosphate from aqueous solutions using calcined metal hydroxide sludge wastewater generated from electrocoagulation. **Separation and Purification Technology**. vol. 52, p. 102–9.

GONZÁLEZ, L. E.; CAÑIZARES, R. O.; BAENA, S.. (1997) Efficiency of ammonia and phosphorus removal from a colombian agroindustrial wastewater by the microalgae *Chlorella vulgaris* and *Scenedesmus dimorphus*. **Bioresource Technology**. v.60 p.259-262.

GRAVERHOLT, O. S.; ERIKSEN, N. T. (2007) Heterotrophic high-cell-density fed-batch and continuous-flow cultures of *Galdieria sulphuraria* and production of phycocyanin. **Appl Microbiol Biotechnol**. v.77, p.69–75.

HAMDANI, A.; MOUNTADAR, M.; ASSOBEI, O. (2005) Comparative study of the efficacy of three coagulants in treating dairy factory waste water. **International Journal of Dairy Technology**. v. 58, p. 83-88.

HAMMOUDA, O.; GABER, A.; ABDEL-RAOUF, N. (1995) Microalgae and wastewater treatment. **Ecotoxicology and environmental safety**. v. 31, p.205-210.

HARUN, R.; SINGH, M.; FORDE, G. M.; DANQUAH, M. K. (2010) Bioprocess engineering of microalgae to produce a variety of consumer products. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**. v.14 p.1037–1047.

HEALEY, F.P. Phosphate. In: Carr, N.G. and Whitton, B.A. Editors, **The Biology of Cyanobacteria**. University of California Press, Berkeley, 1982.

HEALY, M.G.; RODGERS, M.; MULQUEEN, J. (2007) Treatment of dairy wastewater using constructed wetlands and intermittent sand filters. **Bioresource Technology**. v.98 p. 2268–2281.

HORNES, M.; SILVA, A. G.; MITTERER, M. L.; QUEIROZ, M..I. (2010). Influência dos compostos nitrogenados na concentração de proteína da cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**. v. 3, p. 364-371.

IRDEMEZ, S.; DEMIRCIOGLU, N.; SEVKI, Y.; BINGUL, Z. (2006). The effects of current density and phosphate concentration on phosphate removal from wastewater by electrocoagulation using aluminum and iron plate electrodes. **Separation and Purification Technology**. v. 52, p. 218–23.

JACOB-LOPES, E.; SCOPARO, C. H. G.; FRANCO, T. T. (2008). Rates of CO₂ removal by *Aphanothece microscopica* Nägeli in tubular photobioreactors. **Chemical Engineering and Processing**. v.47 p.1365–1373.

JACOB-LOPES, E.; SCOPARO, C.H.G.; QUEIROZ, M.I.; FRANCO, T.T., (2010). Biotransformations of carbon dioxide in photobioreactors. *Energy Conversion and Management*, v.51, p. 894-900.

JACOB-LOPES, E.; ZEPKA, L.Q.; PINTO, L.A.A.; QUEIROZ, M.I. (2007). Characteristics of thin-layer drying of the cyanobacterium *Aphanothece microscopica* Nägeli. **Chemical Engineering and Process**. v. 46, p. 63-69.

JACOB-LOPES, E.; ZEPKA, L.Q.; QUEIROZ, M.I.; NETTO, F.M. (2006). Caracterização da fração protéica da cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli cultivada no efluente da parboilização do arroz. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**., v. 26, p. 482-488.

JANCZUKOWICZ, W.; ZIELIN, S.; DE BOWSKI, M. (2007) Biodegradability evaluation of dairy effluents originated in selected sections of dairy production. **Bioresource Technology**, *In Press*.

JANSSON, M. (1988). Phosphate uptake and utilization by bacteria and algae. **Hydrobiologia**. v.170, p.177-189.

KAWSUK, J.; THORASAMPAN, W.; THANUTTAMAVONG, M.; SEO, G. T. (2010). Kinetic development and evaluation of membrane sequencing batch reactor (MSBR) with mixed cultures photosynthetic bacteria for dairy wastewater treatment. **Journal of Environmental Management**. v. 91, p.1161-1168.

KAPLAN, D., RICHMOND, A. E., DUBINSKY, Z., AARONSON, S., (1986). Algal nutrition. In: Richmond, A.E. (Ed.), *CRC Handbook of Microalgal Mass Culture*. CRC Press, Boca Raton.

KIM, D.; KIM, K.-Y.; RYU, H.-D.; MIN, K.-K.; LEE, S.-I. (2009) Long term operation of pilot-scale biological nutrient removal process in treating municipal wastewater. **Bioresource Technology**, v.100 p. 3180–3184.

KOMOR, E., SCHOBERT, C., CHO, B. H. (1985). Sugar specificity and sugar-proton interaction for the hexose-proton-symport system of *Chlorella*. **Eur. J. Biochem**. v.146, p.649-656.

KUENZLER E. J.; PERRAS, J. P. (1965) Phosphateses of marine algae. The Biological. **Bulleting by Marine Biological Laboratory**., v.128, p. 271-284.

KUENZLER, E. J. (1965) Glucose-6.phosphate utilization by marine algae. **Journal Phycology**. v.1, p.156-164.

KUSHWAHA, J. P.; SRIVASTAVA, V.; MALL, I. D. (2010). Treatment of dairy wastewater by commercial activated carbon and bagasse fly ash: arametric, kinetic and

equilibrium modelling, disposal studies. **Bioresource Technology**. v. 101. p. 3474-3483.

LALIBERTE, G., LESSARD, P., DE LA NOÛE, J., SYLVESTRE, S., (1997). Effect of phosphorus addition on nutrient removal from wastewater with the cyanobacterium *Phormidium bohneri*. **Bioresource Technol.** v.59, p.227–233.

LAU, P. S.;N. TAM, F. Y.; WONG, Y. S. (1994). Effect of algal density on nutrient removal from primary settled wastewater. **Environmental Pollution**. v.89 p. 59-66.

LEAN, D. R. S.; NALEWAJKO, C. (1976). Phosphate exchange and organic phosphorus excretion by freshwater algae. **Journal of the Fisheries Research Board Canada**, v.33, p.1312-1323.

LEE, B.K.; KIM, J.K. (2001). Production of *Candida utilis* biomass on molasses in different culture types. **Aquacultural Engineering**. v. 25, p.111-124.

LEE, M. S.; DRIZO, A.; RIZZO, D. M.; DRUSCHEL, G.; HAYDEN, N.; TWOHIG, E. (2010). Evaluating the efficiency and temporal variation of pilot-scale constructed wetlands and steel slag phosphorus removing filters for treating dairy wastewater. **Water Research**. v.44, p.4077-4086.

LEI, A.P.; HU, Z.L.; WONG, Y.S.; TAM, N.F.Y. (2007). Removal of fluoranthene and pyrene by different microalgal species, **Bioresource Technology**. v. 98, p. 273–280.

LI, J.; XING, X.-H.; WANG, B.-Z. (2003) Characteristics of phosphorus removal from wastewater by biofilm sequencing batch reactor (SBR). **Biochemical Engineering Journal**. v.16 p.279–285

LI, S.; LIA, H.; LIANGA, X.Q.; CHENA, Y.X.; WANGA, S.X.; WANGA, F.E. (2009) Phosphorus removal of rural wastewater by the paddy-rice-wetland system in Tai Lake Basin. **Journal of Hazardous Materials**. v.171 p. 301–308

LINCOLN, E. P.; WILKIE, A. C.; FRENCH, B. T. (1996). Cyanobacterial process for renovating dairy wastewater. **Biomass and Bioenergy**. v. 10, p. 63-68.

MANETTI, A. G. S.; HORNES, M. O.; MITTERER, M. L.; QUEIROZ, M. I. (2011) Fish processing wastewater treatment by combined biological and chemical processes aiming at water reuse. **Desalination and Water Treatment**. v.X, p.XX-XX.

MARTÍNEZ, M.E.; JIMÉNEZ, J.M.; EL YOUSFI, F. (2000). Influence of phosphorus concentration and temperature on growth and phosphorus uptake by the microalga *Scenedesmus obliquus*. **Bioresource Technology**., v. 67, p. 233-240.

MIYACHI, S.; KANAI, R.; MIHARA, S.; MIYACHI, S.; AOKI, S., (1964). Metabolic roles of inorganic polyphosphates in *Chlorella* cells. **Biochimica et Biophysica Acta**. v.93, p. 625–634.

MOHAN, S. V.; MOHANAKRISHNA, G.; VELVIZHI, G.; BABU, V. L.; SARMA, P.N. (2010). Bio-catalyzed electrochemical treatment of real field dairy wastewater with simultaneous power generation. **Biochemical Engineering Journal**. v.51 p.32–39.

MORSE, G.K.; BRETT, S.W.; GUY, J.A.; LESTER, J.N. (1998). Review: Phosphorus removal and recovery Technologies. **The Science of the Total Environment**. vol. 212, p. 69-81.

MOUTIN, T., GAL, J. Y., EL HALOUANI, H., PICOT, B. & BONTOUX, J. (1992). Decrease of phosphate concentration in a high rate pond by precipitation of calcium phosphate: theoretical and experimental results. **Water Research.**, v.26, p.1445-1450.

MULBRY, W.; KONDRAD, S.; PIZARRO, C.; KEBEDE-WESTHEAD, E. (2008). (2008) Treatment of dairy manure effluent using freshwater algae: Algal productivity and recovery of manure nutrients using pilot-scale algal turf scrubbers. **Bioresource Technology.** v.99 p. 8137–8142.

MULKERRINS, D., O'CONNOR, E., LAWLEE, B., BARTON, P., DOBSON, A., (2004). Assessing the feasibility of achieving biological nutrient removal from wastewater at an Irish food processing factory. **Bioresource Technology.**v. 91, p.207–214.

MUNAVALLI, G.R.; SALER, P.S. (2009). Treatment of dairy wastewater by water hyacinth. **Water Science Technology.** v. 59, p.713–722.

MUSCUTT, A. D.; WITHERS, P. J. A. (1996) The phosphorus content of rivers in England and Wales. **Water Research.** v. 30, p.1258-1268.

NAGADOMI, H., KITAMURA, T., WATANABE, M., SASAKI, K., (2000). Simultaneous removal of chemical oxygen demand (COD), phosphate, nitrate and H₂S in the synthetic sewage wastewater using porous ceramic immobilized photosynthetic bacteria. **Biotechnol. Lett.** v.22, p.1369–1374.

NOWACK, B. (2003). Environmental chemistry of phosphonates. **Water Research.** v. 37, p. 2533–2546.

OBAJA, D.; MACÉ, S.; COSTA, J.; SANS, C.; MATA-ALVAREZ, J. (2003). Nitrification, denitrification and biological phosphorus removal in piggery wastewater using a sequencing batch reactor. **Bioresource Technology,** v. 87, p. 103-111.

OEHMEN, A., YUAN, Z.G., BLACKALL, L.L., KELLER, J., (2005). Comparison of acetate and propionate uptake by polyphosphate accumulating organisms and glycogen accumulating organisms. **Biotechnol. Bioeng.** v.91, p.162–168.

OEHMEN, A.; LEMOS, P. C.; CARVALHO, G.; YUAN, Z.; KELLER, J.; BLACKALL, L. L.; REIS, M. A.M. (2007) Advances in enhanced biological phosphorus removal: From micro to macro scale. **Water research.** v.41 p. 2271 – 2300.

OEHMEN, A.; LOPEZ-VAZQUEZ, C.M.; CARVALHO, G.; REIS, M.A.M.; VAN LOOSDRECHT, M.C.M. (2010) Modelling the population dynamics and metabolic diversity of organisms relevant in anaerobic/anoxic/aerobic enhanced biological phosphorus removal processes. **Water research.** v.44 p.4473-4486.

OGBONNA, J.C.; TANAKA, H. (2000). Production of pure photosynthetic cell biomass for environmental biosensors. **Materials Science and Engineering C.** v. 12, p. 9-15.

OLGUÍN, E.J.; GALICIA, S.; ÂNGULO-GUERRERO, O.; HERNÁNDEZ, E. (2001). The effect of low light flux and nitrogen deficiency on the chemical composition of *Spirulina* sp. (*Arthrospira*) grown on digested pig waste. **Bioresource Technology.** v. 77, p. 19-24.

PARK, J. H.; JUNG, D. I. (2011) Removal of total phosphorus (TP) from municipal wastewater using loess. **Desalination.** v.268, p. 104-110.

PEREZ-GARCIA, O.; ESCALANTE, F.M.E.; DE-BASHAN, L.E.; BASHAN, Y. (2011). Heterotrophic cultures of microalgae: Metabolism and potential products. **Water Research**. v.45 p.11-36.

PIZARRO, C.; MULBRY, W.; BLERSCHA, D.; KANGASA, P. (2006). An economic assessment of algal turf scrubber technology for treatment of dairy manure effluent. **Ecological engineering**. v.26 p.321–327.

POWELL, N.; SHILTON A.; CHISTI Y.; PRATT, S., (2009) Towards a luxury uptake process via microalgae – Defining the polyphosphate dynamics. **Water Research**. v. 43, p. 4207 – 4213.

POWELL, N.; SHILTON, A.; PRATT, S.; CHISTI, Y. Luxury uptake of phosphorus by microalgae in waste stabilisation ponds. In: Stuetz, R., Teik-Thye, L. (Eds.), Young Researchers 2006. Water and Environment Management Series, n°. 12. IWA Publishing, London, p. 249–256.

POWELL, N.; SHILTON, A.N.; PRATT, S.; CHISTI Y. (2008). Factors influencing luxury uptake of phosphorus by microalgae in waste stabilization ponds. **Environmental Science & Technology**. v.. 42, p. 5958–5962.

QUEIROZ, M. I. ; LOPES, E. J. ; ZEPKA, L. Q. ; NETTO, F. M. . (2006). Caracterização da Fração Protéica da Cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli Cultivada no Efluente da Parboilização do Arroz. **Ciência e Tecnologia de Alimentos**. v. 26, p. 482-488.

QUEIROZ, M. I.; BENERI, R.; BASTOS, R.; ALMEIDA, R. (2004). Single-cell protein production by *Aphanothece microscopica* Nägeli in rice parboilized effluent. **Food Science and Biotechnology**. v. 13, n. 1, p. 142-150.

QUEIROZ, M. I.; JACOB, E.; ZEPKA, L. Q.; BASTOS, R. (2007). The kinetics of the removal of nitrogen and organic matter from parboiled rice effluent by cyanobacteria in a stirred batch reactor. **Bioresource Technology**. v. 98, p. 2163-2169.

QUEIROZ, M. I.; KOETZ, P. R. (1997). Caracterização do efluente da parboilização do arroz. **Revista Brasileira de Agrociência**. v.3, nº 3, p. 139-143.

QUEIROZ, M. I.; KOETZ, P. R.; TREPTOW, R. O. (2001). The Nagele microscocal *Aphanothece* potential in the production of the single-cell protein from the remaining water. In: CHAMES, S.W., CÂNOVAS-BARBOSA, G.V. and AGUILERA, J.M. (Ed.) Proceedings if the eighth International Congress on Engineering and Food (ICEF 8), Pennsylvania, USA, 2027-2031.

QUEIROZ, M.I.; HORNES M.O.; SILVA-MANETTI, A.G.; JACOB-LOPES, E., (2011) Single-cell oil production by cyanobacterium *Aphanothece microscopica* Nägeli cultivated heterotrophically in fish processing wastewater. **Applied Energy**. In press.

QUEIROZ, M.I.; ZEPKA,L.Q.;JACOB,E; BASTOS,R. (2004).Evaluation of single cell protein production by *Aphanothece microscopica* Nageli in bath reactor. **Food Science and Biotechnology**,v.13,p.130-141.

QUOC, K.P.; DUBACQ, JEAN-PAUL (1997). Effect of growth temperature on the biosynthesis of eukaryotic lipid molecular species by the cyanobacterium *Spirulina platensis*. **Biochimica et Biophysica Acta**, v. 1346, 237-246.

RANGEL-YAGUI, C.O.; DANESI, E.D.G.; CARVALHO, J.C.M.; SATO, S. (2004). Chlorophyll production from *Spirulina platensis*: cultivation with urea addition by fed-batch process. **Bioresource Technology**. v. 92, p. 133-141.

RINKER, K. R.; POWELL, R. T. (2006) Dissolved organic phosphorus in the Mississippi River plume during spring and fall 2002. **Marine Chemistry**. v.102 p.170–179.

RIO GRANDE DO SUL, 2006. Resolução CONSEMA 128/2006 de 24 de novembro de 2006. Dispõe sobre a fixação de padrões de emissão de efluentes líquidos para fontes de emissão que lancem seus efluentes em águas superficiais no Estado do Rio Grande do Sul. **Diário Oficial [do] Estado**, Secretaria do Meio Ambiente, Porto Alegre, 24 nov. 2006.

RIPPKA, R.; DERUELLES, J.; WATERBURY, J.B.; HERDMAN, M.; STANIER, R.Y. (1979). Generic assignments strain histories and properties of pure cultures of cyanobacteria. **Journal of General Microbiology**. v.111, p.01-61.

RUIZ-MARIN, A.; MENDOZA-ESPINOSA, L. G.; STEPHENSON, T. (2010). Growth and nutrient removal in free and immobilized green algae in batch and semi-continuous cultures treating real wastewater. **Bioresource Technology**. v. 101 p. 58–64.

SAHA, S. K.; UMA, L.; SUBRAMANIAN, G. (2003). Nitrogen stress induced changes in the marine cyanobacterium *Oscillatoria willei* BDU 130511. **FEMS Microbiology Ecology**. v. 45, p. 263-272.

SAKAMOTO, T.; SHEN, G.; HIGASHI, S.; MURATA, N.; BRYANT, D.A. (1998). Alteration of low-temperature susceptibility of the cyanobacterium *Synechococcus* sp. PCC 7002 by genetic manipulation of membrane lipid unsaturation. **Archives of Microbiology**, v. 169, p. 20-28.

SANCHO, M.; CASTILLO, J. M. J.; YOUSFI, F. E. (1997). Influence of phosphorus concentration on the growth kinetics and stoichiometry of the microalga *Scenedesmus obliquus*. **Process Biochemistry**. v. 32 , p. 657-664.

SANCHO, M.; CASTILLO, J. M. J.; YOUSFI, F. E. (1999). Photoautotrophic consumption of phosphorus by *Scenedesmus obliquus* in a continuous culture. Influence of light intensity. **Process Biochemistry**. v.. 34, p. 811–818.

SARKAR, B., CHAKRABARTI, P.P., VIJAYKUMAR A., KALE, V. (2006) Wastewater treatment in dairy industries — possibility of reuse. **Desalination**. v. 195, p. 141-152.

SEMERJIAN, L.; AYOUB, G.M. (2003) High-pH–magnesium coagulation–flocculation in wastewater treatment. **Advances in Environmental Research**. v.7 p.389–403.

SHI, XIAN-MING; ZHANG, XUE-WU; CHEN, F. (2000). Heterotrophic production of biomass and lutein by *Chlorella protothecoides* on various nitrogen sources. **Enzyme and Microbial Technology**. v. 27, p. 312-318.

SILVA, A.G.M.; HORNES, M.O.; MITTERER, M.L.; QUEIROZ, M.I. (2009) Application of coagulants in pretreatment of fish wastewater using factorial design. **Desalination and Water Treatment**. v.1 p.208–214.

SILVA, E. B.; ISOLDI, L. A.; QUEIROZ, M. I.; KOETZ, P. R.; PIEDRAS, S. R. N. (2005). Remoção de nutrientes em águas residuárias da indústria de conservas utilizando *Aphanothece microscopica* Nägeli. **Vetor**. v.15, p.19-23.

SMITH, A.J. Modes of cyanobacterial carbon metabolism. **In:** Carr, N.G. and Whitton, B.A. Editors, *The Biology of Cyanobacteria*, University of California Press, Berkeley, 1982.

SMITH, M. ;CURE,J.; THOMAS J.: (1984). Influence of Elevated CO₂ on Growth of Soybean Plants. **Crop Scienc**. v.24, p. 361-366.

SÖZEN, S.; ORHON, D.; SAN, H.A. (1996). A new approach for the evaluation of the maximum specific growth rate in nitrification. **Water Research**. v. 30, p. 1661-1669.

SRIWIRIYARATA, T.; RANDALL, C.W. (2005) Performance of IFAS wastewater treatment processes for biological phosphorus removal. **Water Research**. v.39 p.3873–3884

TAM, N.F.Y.; WONG, Y.S. (2000). Effect of immobilized microalgal bead concentrations on wastewater nutrient removal. **Environmental Pollution**. v. 107, p. 145–151.

TANWAR, P.; NANDY, T.; KHAN, R.; BISWAS, R. (2007) Intermittent cyclic process for enhanced biological nutrient removal treating combined chemical laboratory wastewater. **Bioresource Technology**. v.98 p.2473–2478.

THAJUDDIN, N.; SUBRAMANIAN, G. (2005). Cyanobacterial biodiversity and potential applications in biotechnology. **Current Science**, v. 89, p. 46-57.

THÉBAULT, J.-M. (1995). Representation of phosphorus in lake ecosystem models. **Annals Limnology**., v.31, p.143-149.

TOMASELLI, L.; GIOVANNETTI, L.; SACCHI, A.; BOCHI, F. Effects of temperature on growth and biochemical composition in *Spirulina platensis* strain M2. **In:** Stadler, T., Mellion, J., Verdus, M.C., Karamanos, Y., Morvan, H., Christiaen, D. (Eds), *Algal Biotechnology*. Elsevier Applied Science. p.303-314, 1988.

TOUCHETTE, B. W.; BURKHOLDER, J. M. (2000) Review of nitrogen and phosphorus metabolism in seagrasses. **Journal of Experimental Marine Biology and Ecology**. v.250 p.133–167.

TRAVIESO, L.; BENÍTEZ, F.; SÁNCHEZ, E.; BORJA, R.; MARTÍN, A.; COLMENAREJO, M.F. (2006). Batch mixed culture of *Chlorella vulgaris* using settled and diluted piggy waste. **Ecological Engineering**. v. 28, p. 158-165.

VIEIRA, J. G.; QUEIROZ, M. I. Remoção de fósforo pela cianobactéria *Aphanothece microscopica* Nägeli em cultivos heterotróficos. Fundação Universidade do Rio Grande – FURG, Rio grande – RS. **Dissertação de mestrado**, 2011.

VILCHEZ, C.; GARHAYO, I.; LOBATO, M.V.; VEGA, J.M. (1997). Microalgae-mediated chemicals production and wastes removal. **Enzyme and Microbial Technology**. v. 20, p. 562-572.

- VOURCH, M., BALANNEC, B., CHAUFER B., DORANGE G. (2008). Treatment of dairy industry wastewater by reverse osmosis for water reuse. **Desalination**. v. 219, p. 190-202.
- WANG, S.-L.; CHENG, C.-Y.; TZOU, Y.-M.; LIAW, R.-B.; CHANG, T.-W.; CHEN, J.-H. (2007). Phosphate removal from water using lithium intercalated gibbsite. **Journal of Hazardous Materials**. v.147, p.205–212.
- WENTZEL, M.C., EKAMA, G.A., LOEWENTHAL, R.E., DOLD, P.L., MARAIS, G.R., (1989). Enhanced polyphosphate organism cultures in activated sludge systems .2. Experimental behavior. **Water SA**. v.15, p.71–88.
- WESTHOLM, L. J. (2006) Substrates for phosphorus removal—Potential benefits for on-site wastewater treatment? **Water Research**. v.40 p.23 – 36
- WOERTZ, I, FEFFER, A, LUNDQUIST, T, NELSON, Y. (2009). Algae grown on dairy and municipal wastewater for simultaneous nutrient removal and lipid production for biofuel feedstock. **Journal of Environmental Engineering**. v.38, p.1115-1122.
- WORSFOLD, P. J.; MONBET, P.; TAPPIN, A. D.; FITZSIMONS, M. F.; STILES, D. A.; MCKELVIE, I. D. (2008) Characterisation and quantification of organic phosphorus and organic nitrogen components in aquatic systems: A Review. **Analytica chimica acta**. v.624 p.37–58.
- WU, Q., BISHOP, P.L., KEENER, T.C., STALLARD, J., STILE, L., (2001). Sludge digestion enhancement and nutrient removal from anaerobic supernatant by Mg(OH)₂ application. **Water Sci. Technol**. v.44, p.161–166
- XIN, L.; HONG-YING, H.; KE, G.; YING-XUE, S. (2010) Effects of different nitrogen and phosphorus concentrations on the growth, nutrient uptake, and lipid accumulation of a freshwater microalga *Scenedesmus* sp. **Bioresource Technology**. v. 101, p. 5494-5500.
- XIN, L.; HONG-YING, H.; KEB, G.; JIA, Y. (2010) Growth and nutrient removal properties of a freshwater microalga *Scenedesmus* sp. LX1 under different kinds of nitrogen sources. **Ecological Engineering**. v. 36 p.379–38.1
- XUECHU, C.; HAINAN, K.; DEYI, W.; XINZE, W.; YONGYONG, L. (2009) Phosphate removal and recovery through crystallization of hydroxyapatite using xonotlite as seed crystal. **Journal of Environmental Sciences**. v.21 p.575–580.
- YAGCI, N., ARTAN, N., COKGOR, E.U., RANDALL, C.W., ORHON, D., (2003). Metabolic model for acetate uptake by a mixed culture of phosphate and glycogen-accumulating organisms under anaerobic conditions. **Biotechnol. Bioeng**. v.84, p.359–373.
- YAMAMOTO-IKEMOTO, R., MATSUI, S., KOMORI, T., BOSQUE-HAMILTON, E.K., (1998). Control of filamentous bulking and interactions among sulfur oxidation-reduction and iron oxidation-reduction in activated sludge using an iron coagulant. **Water Sci. Technol**. v.38, p.9–17.
- YANG, S.; YANG, F.; FU, Z.; WANG, T.; LEI, R. (2010) Simultaneous nitrogen and phosphorus removal by a novel sequencing batch moving bed membrane bioreactor for wastewater treatment. **Journal of Hazardous Materials**. v.175 p.551–557.

YE, Z.-L.; CHEN, S.-H.; WANG, S.-M.; LIN, L.-F.; YAN, Y.-J.; ZHANG, Z.-J.; CHEN, J.-S. (2010) Phosphorus recovery from synthetic swine wastewater by chemical precipitation using response surface methodology **Journal of Hazardous Materials**. v.176 p.1083–1088.

YUAN, Q.; OLESZKIEWICZ, J.A. (2010) Biomass fermentation to augment biological phosphorus removal. **Chemosphere**. v.78 p.29–34.

ZADOW, J.G., Utilization of milk components: Whey. In: ROBINSON, R. K.: Modern Dairy Technology, Advances in Milk Processing, Second Edition, England, **Chapman and Hall Publisher**., v .1, cap.7, 1994.

ZEPKA, L.Q.; JACOB-LOPES, E.; GOLDBECK, R.; SOUZA-SOARES, L. A.; QUEIROZ, M.I. (2010). Nutritional evaluation of single-cell protein produced by *Aphanothece microscopica* Nägeli. **Bioresource Technology**. v. 101, p. 7107-7111.

ZEPKA, L.Q.; LOPES, E.J. ; GOLDBECK, R.; QUEIROZ, M.I. (2008).Production and biochemical profile of the microalgae *Aphanothece microscopica* Nägeli submitted to different drying condition. **Chemical Engineering and Processing**. v. 47, p.1313-1316.

ZHANG, E.; WANG, B.; WANG, Q.; ZHANG, S.; ZHAO, B. (2008). Ammonia–nitrogen and orthophosphate removal by immobilized *Scenedesmus sp.* isolated from municipal wastewater for potential use in tertiary treatment. **Bioresouce Tecnology**. v. 99, p. 3787-3793.

ZHANG, T.; DING, L.; REN, H.; GUO, Z.; TAN, J. (2010) Thermodynamic modeling of ferric phosphate precipitation for phosphorus removal and recovery from wastewater. **Journal of Hazardous Materials**. v.176 p.444–450.

ZHOU, Y.; XING, X.; LIU, Z.; CUI, L.; YU, A.; FENG, Q.; YANG, H. (2008).Enhanced coagulation of ferric chloride aided by tannic acid for phosphorus removal from wastewater. **Chemosphere** v. 72, p. 290–298.

ZHU, R.; WU, M.; ZHU, H.; WANG, Y.; YANG, J. (2011) Enhanced phosphorus removal by a humus soil cooperated sequencing batch reactor using acetate as carbon source. **Chemical Engineering Journal**. v.166 p.687–692.