



IX Oktoberfórum – PPGEQ

19, 20 e 21 de outubro de 2010

ABSORÇÃO DE GÁS CARBÔNICO POR MICROALGAS EM FOTOBIORREACTORES

Cristiane Redaelli¹, Nilson Romeu Marcilio², Rosane Rech¹

¹ Laboratório 117

Instituto de Ciência e Tecnologia de Alimentos, Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS)
Av. Bento Gonçalves, 9500, prédio 43212. Campus do Vale. CEP: 91570-000 - Porto Alegre - RS - BRASIL,

² Laboratório de Processamento de Resíduos

Departamento de Engenharia Química, Universidade Federal do Rio Grande do Sul (UFRGS)
R. Eng. Luis Englert, s/n. Campus Central. CEP: 90040-040 - Porto Alegre - RS - BRASIL,
E-MAIL: crisr@enq.ufrgs.br

Resumo: Este trabalho propõe o desenvolvimento de um processo eficiente para a bioabsorção do dióxido de carbono através do uso de microalgas fotossintéticas. Foram construídos fotobiorreatores de placa do tipo air-lift objetivando um bom coeficiente de transferência de massa (k_{La}) e baixo consumo de energia e cisalhamento no reator. Nos cultivos foram avaliados: espécies de microalgas, temperaturas de cultivo e salinidades do meio de cultivo. A microalga *Chlorella minutissima* apresentou maior rendimento em termos de biomassa do que a microalga *Chlorella sp.*. Através dos primeiros experimentos em fotobiorreator, foi possível visualizar a influência da temperatura e da concentração salina no meio sobre a biomassa e a velocidade específica de crescimento. A concentração de biomassa em 119,5 horas de cultivo aumentou conforme o aumento da temperatura e a diminuição da concentração salina, já a velocidade específica de crescimento, calculada entre 40 e 80 horas de cultivo apresentou comportamento inverso: aumentou à medida que a temperatura diminuiu e a concentração salina aumentou.

Palavras-chave: microalgas, *Chlorella minutissima*, fotobiorreator

1. Introdução

Com a queima dos combustíveis fósseis, existe a liberação de gás carbônico para a atmosfera, sendo este um dos grandes contribuintes para o efeito estufa. O efeito estufa, dentro de uma determinada faixa, é de importância vital para a vida na terra. Porém, ao passar deste limiar, pode causar o aquecimento global, que é atualmente um grande problema ambiental (BORGES *et al.*, 2007). Diversas alternativas têm sido estudadas a fim de promover a redução das emissões, seqüestro e bioabsorção do gás carbônico emitido por fontes estacionárias como, por exemplo, termoelétricas a carvão mineral. Uma destas alternativas é o uso de cultivos de microalgas.

Além de possuírem a capacidade de fixar o gás carbônico do ar, utilizando-o como fonte de carbono, as microalgas possuem uma matéria orgânica rica em minerais, vitaminas, lipídios, pigmentos e proteínas, apresentando, assim, grande aplicabilidade industrial e comercial. (KHAN *et al.*, 2009)

Microalgas já vêm sendo cultivadas com fins comerciais há mais de 40 anos, como é o caso das seguintes espécies: *Chlorella* como suplemento alimentar, *Spirulina* para aumentar o valor nutricional de alimentos,

Dunaliella salina e *Haematococcus pluvialis* para produção de carotenóides e uma gama de espécies para aquíicultura. A pesquisa de microalgas data do final do século XIX, tendo como pioneiros pesquisadores poloneses, russos, holandeses e franceses. No Brasil somente nos anos 70 foi iniciada a criação das primeiras coleções de microalgas em cultivo e apenas na década de 80 esses cultivos realmente começaram a se difundir. (LOURENÇO, 2006)

A ideia de usar microalgas como fonte de combustível não é nova, mas atualmente está sendo levada mais a sério devido ao aumento de preço do petróleo e ao aumento da preocupação mundial com o meio ambiente. (CHISTI, 2007)

Microalgas podem ser usadas na produção de hidrogênio, de metano, através da digestão anaeróbia da biomassa, e de biodiesel a partir do conteúdo lipídico intracelular (CHISTI, 2007). Segundo TEIXEIRA (2008), os óleos encontrados nas microalgas possuem características físico-químicas e químicas similares aos de óleos vegetais e por isto elas podem ser consideradas como potencial matéria-prima para a produção de biodiesel.

Para produção de biodiesel, o ideal é que a microalga utilizada possua um elevado conteúdo lipídico. Na Tabela 1 são apresentadas algumas espécies de algas e seu respectivo conteúdo de óleo em porcentagem de peso seco.

Tabela 1. Conteúdo lipídico de algumas algas. (CHISTI, 2007; GOUVEIA & OLIVEIRA, 2009)

Microalga	Lipídeos (% de peso seco)
<i>Chlorella sp.</i>	28 a 32
<i>Chlorella minutissima</i>	57
<i>Cylindrotheca sp.</i>	16 a 37
<i>Dunaliella salina</i>	14 a 20
<i>Isochrysis sp.</i>	25 a 33
<i>Nannochloropsis sp.</i>	31 a 68
<i>Neochloris oleoabundans</i>	35 a 65
<i>Nitzschia sp.</i>	45 a 47
<i>Schizochytrium sp.</i>	50 a 77
<i>Spirulina maxima</i>	4 a 9

Na produção de biodiesel, as microalgas apresentam diversas vantagens com relação às plantas, como crescerem a taxas mais elevadas, possuírem maior rendimento de óleo por área cultivada, poderem ser cultivadas em terrenos impróprios para a agricultura e serem capazes de remediar águas residuais através do consumo de nitrogênio e fósforo.

No passado, para os cultivos de microalgas eram empregadas lagoas artificiais, porém recentemente cultivos em sistemas fechados têm sido também empregados por possuírem algumas vantagens como menores perdas por evaporação e menor risco de contaminação, conforme a Tabela 2.

Tabela 2. Comparação entre sistemas abertos e fechados para cultivo de microalgas. (XU et al., 2009)

	Sistemas abertos	Sistemas fechados
Risco de contaminação	Alto	Baixo
Perda de CO ₂	Alta	Baixa
Perdas por evaporação	Altas	Baixas
Eficiência do uso da luz	Pobre	Excelente
Razão área/volume	Baixa	Alta
Área requerida	Grande	Pequena
Controle de processo	Difícil	Fácil
Produtividade da biomassa	Baixa	Alta
Custo de investimento	Baixo	Alto
Custo de operação	Baixo	Alto
Custo de cultivo	Alto	Relativamente baixo
Scale-up	Fácil	Difícil

As configurações de fotobiorreatores mais comumente empregadas são: placa plana, coluna de bolhas e tubular. Ainda podem ser utilizadas configurações air-lift e modificações das três configurações citadas anteriormente, como é o caso do reator de coluna de bolhas

anular e do reator de placa em forma de domo. (POSTEN, 2009)

As microalgas que utilizam luz e gás carbônico como fonte de energia possuem metabolismo fotoautotrófico. Existem outros tipos de metabolismo, como, por exemplo, o heterotrófico, no qual a microalga utiliza componentes orgânicos como fonte de energia e o mixotrófico, em que a microalga utiliza a fotossíntese como principal fonte de energia, porém a presença de componentes orgânicos no meio de cultivo também é essencial. As microalgas inclusive são capazes de mudar de metabolismo como resposta a mudanças nas condições ambientais. (MATA et al., 2009)

O fotobiorreator que está sendo proposto neste projeto é um reator *air-lift* de placa, objetivando um bom coeficiente de transferência de massa (k_La), baixo consumo de energia e cisalhamento no reator. As microalgas avaliadas são *Chlorella sp.* e *Chlorella minutissima*. O objetivo é determinar uma condição de operação que proporcione elevada taxa de fotossíntese, conseqüentemente, elevado consumo de gás carbônico. Com relação à biomassa, serão realizadas análises para verificar os ácidos graxos e os pigmentos produzidos que possuam interesse comercial.

2. Materiais e Métodos

2.1. Microalga e meio de cultivo

Amostras das microalgas *Chlorella minutissima* e *Chlorella sp.* foram cedidas pelo professor Sérgio Lourenço da Universidade Federal Fluminense e estão sendo mantidas em banco de algas no Laboratório 117 do ICTA - UFRGS.

O meio de cultivo utilizado é o meio Guillard - "f1/2" (GUILLARD, 1975) utilizando água do mar artificial contendo por litro 34 g de sal marinho (Red Sea), 75 mg de nitrato de sódio, 5 mg de fosfato de sódio, 30 mg de silicato de sódio, 1 mL de solução de metais-traço, 1 mL de solução de vitaminas e 1 mL de solução-tampão de pH. A solução de metais-traço contém por litro 9,8 mg de CuSO₄.5H₂O, 22 mg de ZnSO₄.7H₂O, 1 mg de CoCl₂.6H₂O, 180 mg de MnCl₂.4H₂O, 6,3 mg de Na₂MoO₄.2H₂O, 4,36 g de Na₂EDTA e 3,15 g de FeCl₃.6H₂O. A solução de vitaminas contém por litro 100 mg de tiamina, 0,5 mg de cianocobalamina e 0,5 mg de biotina. A solução tampão de pH serve para manter o pH entre 7,5 e 8,5 e foi feita com 50 g de tris, aproximadamente 30 mL de ácido clorídrico para ajustar o pH em valor de 7,1 a 7,3 e água destilada, sendo o volume total da solução de 200 mL.

2.2. Banco de algas

As microalgas recebidas em pipeta Pasteur de plástico lacradas no volume de 3 mL foram inoculadas em 50 mL de meio de cultivo estéril em frascos cônicos de 250 mL.

Os frascos foram colocados em incubadora com agitação orbital com temperatura controlada de 30°C e iluminação permanente através de uma lâmpada eletrônica

de 30 Watts, correspondente a uma intensidade luminosa de aproximadamente 2500 Lux.

Após dez dias, 10 mL desses cultivos foram inoculados em 100 mL de meio estéril em frascos cônicos de 500 mL enquanto 1 mL do mesmo cultivo foi transferido para tubo de ensaio contendo 10 mL de meio estéril. A partir de então, os frascos e tubos de cultivo foram alocados no banco de algas.

O banco de algas é um local fechado com iluminação por lâmpada eletrônica de 30 Watts, correspondente a uma intensidade luminosa de aproximadamente 2000 Lux, com fotoperíodo de 12 horas. A temperatura no local não é controlada, apenas monitorada através de termômetro, permanecendo geralmente em torno de 27°C.

Passadas três semanas, os cultivos são renovados, ou seja, 10 mL do último cultivo são transferidos para 100 mL de meio estéril em frascos cônicos de 250 mL, tornando-se respectivamente cultura-mãe e cultura-filha. O mesmo ocorre com os tubos, onde 1 mL da cultura-mãe é transferido para 10 mL de meio de cultivo estéril gerando uma cultura-filha. As algas permanecem no banco por três gerações, que corresponde ao tempo que as algas permanecem como células ativas.

2.3. Testes preliminares

A partir dos cultivos iniciais de 50 mL (descritos no primeiro parágrafo do item 2.2) também foram realizados testes preliminares em duplicata a fim de verificar o comportamento e crescimento das algas. Da mesma forma que no banco, 10 mL desse cultivo foram inoculados em 100 mL de meio de cultivo estéril e colocados em incubadora com agitação orbital com temperatura controlada de 30°C e iluminação permanente através de uma lâmpada eletrônica de 30 Watts, correspondente a uma intensidade luminosa de 2500 Lux. O crescimento das algas foi monitorado através de medida de densidade ótica da cultura a 570 nm com espectrofotômetro Amersham Biosciences modelo Ultrospec 3100 pro.

2.4. Fotobiorreator e condições de cultivo

Os cultivos foram realizados em fotobiorreatores de placa do tipo “air–lift”, confeccionados em acrílico, com volume útil de 2,89 L, providos de camisa de aquecimento/resfriamento interna conectadas a banhos térmicos. Os reatores foram projetados pelo próprio grupo de pesquisa e a Figura 1 mostra a sua visão lateral. A caracterização do biorreator quanto ao tempo de circulação, tempo de mistura, coeficiente de transferência de massa da fase líquida, coeficiente de troca térmica da camisa e coeficiente de perda de calor para o meio ambiente foi realizada e será apresentada no Trabalho de Conclusão de Curso da aluna Luce Helena Kochem do curso de Engenharia Química da UFRGS.

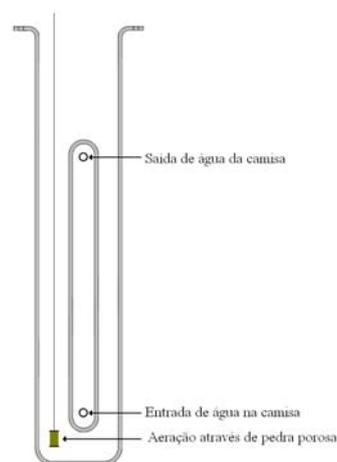


Figura 1. Vista lateral do fotobiorreator.

A aeração foi realizada com vazão de 0,5 L.min⁻¹ de ar comprimido filtrado com membrana de 0,22 µm Midisart[®]2000 da Sartorius Stedim Biotech utilizando-se duas pedras porosas conectadas em mangueiras inseridas pelo topo dos reatores até o fundo dos mesmos. As vazões de ar foram controladas utilizando rotâmetros (Dwyer). A adição de gás carbônico ao ar comprimido será utilizada na próxima fase do projeto, que consistirá no escalonamento dos fotobiorreatores a um volume maior ainda não definido.

Para realizar a limpeza/assepsia dos reatores, os mesmos foram totalmente preenchidos com água e 10 mL de solução comercial de hipoclorito de sódio (2,5%). Após 15 minutos foram adicionados 2,5 mL de solução de tiosulfato de sódio 250 g.L⁻¹ para realizar a neutralização do cloro. Depois de 2 horas, esta solução foi descartada e os reatores foram preenchidos com 2 litros de meio de cultivo estéril. (ANDERSEN, 2005)

Os fotobiorreatores foram distribuídos em duas prateleiras contendo doze lâmpadas eletrônicas de 13 Watts cada por andar. A iluminação durante os cultivos ocorreu durante 24 horas.

Para inocular cada cultivo em reator, uma alíquota de 10 mL de algas da cultura-mãe do banco de cultivo foi inoculada em 100 mL de meio de cultivo estéril em frasco cônico de 500 mL, que foram colocados em incubadora com agitação orbital com temperatura controlada de 30°C e iluminação permanente através de uma lâmpada eletrônica de 30 Watts, correspondente a uma intensidade luminosa de aproximadamente 2500 Lux. Após seis dias, mais 100 mL de meio de cultivo estéril foram adicionados. Depois de outros quatro dias, os pré-inóculos puderam ser considerados prontos para serem utilizados.

2.5. Acompanhamento do crescimento

A temperatura dos cultivos foi medida através de termômetros e a intensidade luminosa foi monitorada através de luxímetro digital MS6610 da Akso. O pH foi medido através de fita indicadora de pH Alkaliit[®] da marca Merck, que mede na faixa de 7,5 a 14.

O crescimento das algas foi monitorado através de medida de densidade ótica da cultura a 570 nm com espectrofotômetro Amersham Biosciences modelo

Ultraspec 3100 pro e relacionada com biomassa (X) por medida de peso-seco.

Para medida de peso-seco, 10 mL de alga-mãe do banco de algas foram inoculados em 100 mL de meio de cultivo estéril em três frascos cônicos de 500 mL. Após seis dias, foram adicionados mais 100 mL de meio de cultivo estéril em cada frasco. Depois de outros cinco dias, o conteúdo dos três frascos foi agrupado e foram realizadas medidas de densidade ótica (OD) a 570 nm no espectrofotômetro com diferentes diluições. A cultura foi centrifugada em três tubos falcons previamente pesados a fim de encontrar o peso das algas. Para tal, inicialmente foram adicionados em cada tubo falcon 13 mL de cultura. Os tubos foram centrifugados por aproximadamente 15 minutos em centrífuga de mesa da marca Fanen modelo 204-NR e, após ocorrer a separação das algas e do meio de cultivo, o sobrenadante foi descartado e foi adicionada mais uma alíquota de 10 mL. O procedimento foi repetido até chegar a um total de 143 mL centrifugados em cada tubo. Os tubos falcons contendo as algas remanescentes das centrifugações foram colocados em estufa a 75°C. O peso dos tubos foi acompanhado diariamente até atingir um valor constante. A média dos três valores encontrados foi relacionada com as medidas de densidade ótica, conforme mostrado na Figura 2, de onde se obteve a seguinte reta de correlação:

$$X(g.L^{-1}) = 0,303.OD_{570nm}$$

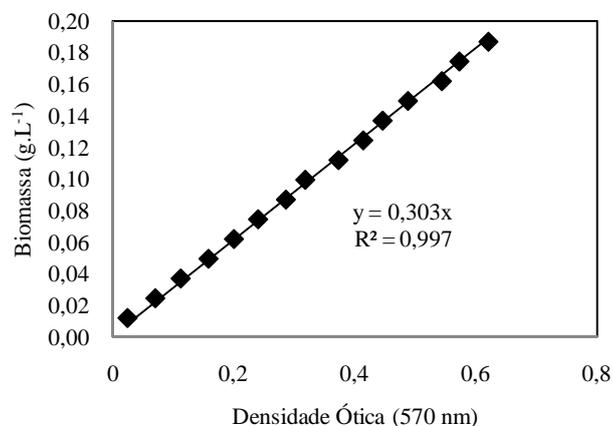


Figura 2. Relação de biomassa em g.L⁻¹ e densidade ótica a 570 nm.

2.6. Planejamento Experimental

A fim de determinar a influência das variáveis temperatura (T) e concentração salina (S) sobre o crescimento, produção de lipídeos e produção de pigmentos, foi utilizado um planejamento 2² em estrela com dois pontos centrais conforme a Tabela 3. Até o presente momento, somente foram realizados os ensaios de 1 a 5, sem repetição.

Tabela 3. Planejamento 2² em estrela com pontos centrais.

Ensaio	Variáveis codificadas		Variáveis reais	
	x ₁	x ₂	T (°C)	S (g.L ⁻¹)
1	-1	-1	25	30
2	1	-1	35	30
3	-1	1	25	38
4	1	1	35	38
5	0	0	30	34
6	0	0	30	34
7	-1,41	0	23	34
8	0	-1,41	30	28
9	1,41	0	37	34
10	0	1,41	30	40

3. Resultados e Discussões

3.1. Testes preliminares

Um teste preliminar foi realizado para comparar o crescimento das duas espécies de *Chlorellas* nas condições descritas no item 2.3.

Pela Figura 3 é possível perceber que a microalga *Chlorella minutissima* atingiu valores de densidade ótica mais elevados do que a *Chlorella sp.*

Devido ao fato de as duas microalgas serem da mesma espécie, pode ser considerado que possuem tamanhos semelhantes, portanto, pode-se admitir que o cultivo de *Chlorella minutissima* atingiu uma biomassa maior, possuindo uma velocidade específica de crescimento maior, o que é vantajoso em termos de processo.

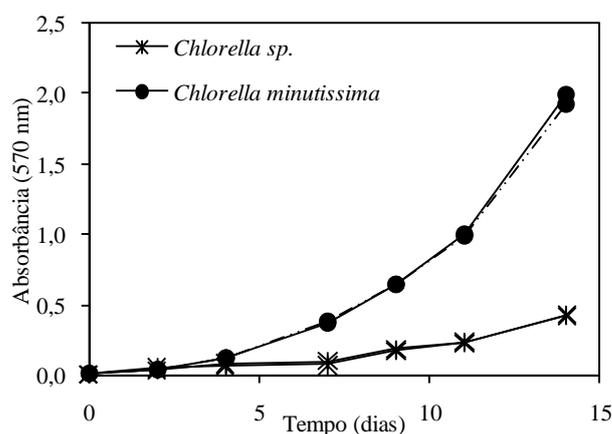


Figura 3. Densidade ótica a 570 nm dos cultivos de *Chlorella sp.* e *Chlorella minutissima* em função do tempo.

A biomassa de *Chlorella minutissima* obtida nos testes preliminares foi aproximadamente 0,6 g.L⁻¹.

3.2. Fotobiorreator

Foram realizados os ensaios de 1 a 5 com a microalga *Chlorella minutissima* nas condições descritas na Tabela 3, sem repetição. As curvas de crescimento estão apresentadas na Figura 4.

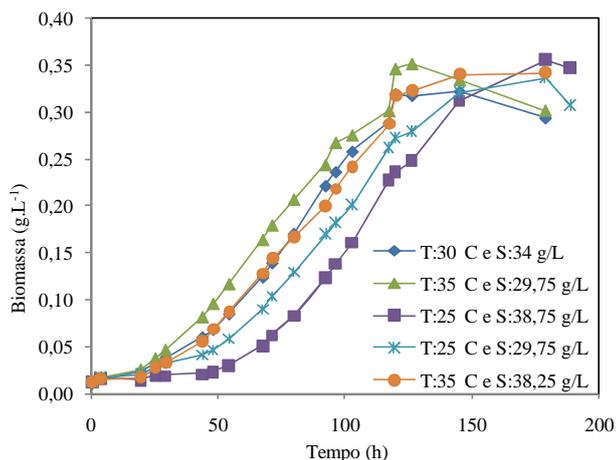


Figura 4. Curva de crescimento dos cultivos em fotobiorreator.

O pH dos cultivos em todas as medidas ficou em torno de 7,5 a 8,5. A iluminação utilizada em todos os reatores foi de 18000 Lux. Observou-se que as algas cultivadas em fotobiorreator adquiriram uma coloração mais amarelada do que as cultivadas em incubadora com agitação orbital.

Utilizando o software Statistica (Versão 7.1), foi possível a construção de superfícies de resposta para a biomassa (g.L^{-1}) e para a velocidade específica de crescimento (h^{-1}) em função da temperatura ($^{\circ}\text{C}$) e concentração salina do meio de cultivo (g.L^{-1}). Pelo fato de não haver repetição dos ensaios, não é possível estimar o erro experimental, portanto, a análise de variância não pôde ser realizada.

Para avaliar a biomassa, foram utilizados os valores da mesma na hora 119,5, em virtude de ser o último ponto antes de ocorrerem interrupções no fornecimento de energia elétrica no local onde os experimentos foram realizados. A superfície de resposta para a biomassa pode ser vista na Figura 5.

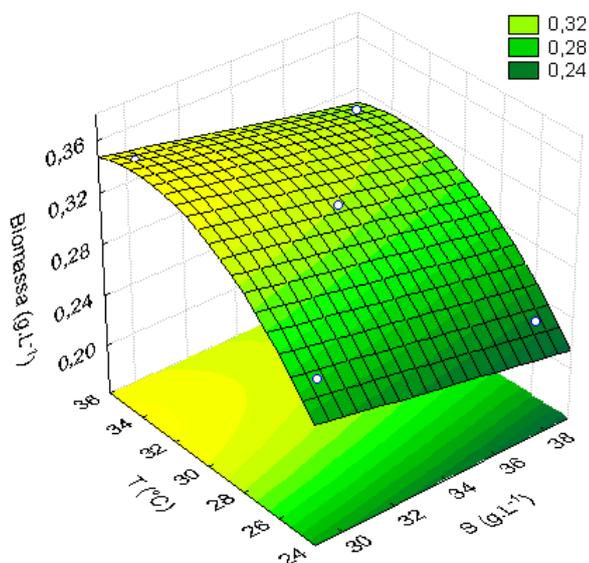


Figura 5. Superfície de resposta da biomassa (g.L^{-1}) em função da temperatura (T) e da concentração salina (S).

Para o cálculo da velocidade específica de

crescimento foi utilizada a fase exponencial dos cultivos, ou seja, entre as horas 40 e 80, onde a velocidade de crescimento é aproximadamente constante e máxima.

Na fase exponencial de crescimento, a seguinte equação é válida:

$$\frac{dX}{dt} = \mu \cdot X \quad \therefore \quad \ln X = \mu t - \ln X_0$$

Onde X representa a biomassa (g.L^{-1}), X_0 a biomassa no tempo inicial (g.L^{-1}), t o tempo (h) e μ a velocidade específica de crescimento máxima (h^{-1}).

A superfície de resposta para a velocidade específica de crescimento pode ser vista na Figura 6.

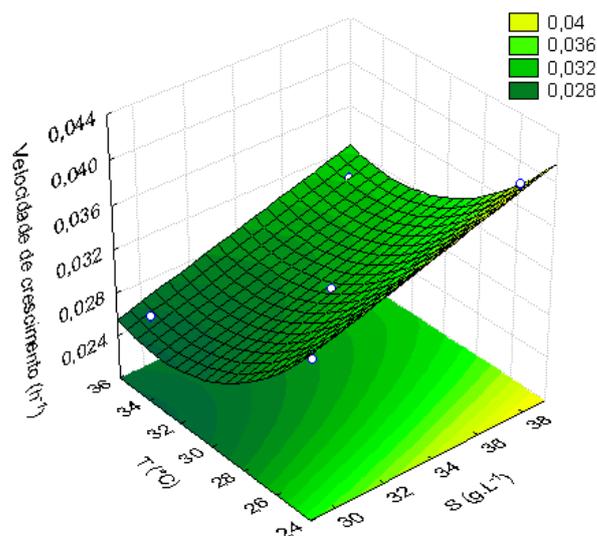


Figura 6. Superfície de resposta da velocidade específica de crescimento em função da temperatura (T) e da concentração salina (S).

Através da visualização da superfície de resposta da biomassa, pode-se observar que os valores mais elevados foram atingidos com temperaturas mais elevadas e concentrações salinas mais baixas.

Já o contrário aconteceu com relação à velocidade específica de crescimento, onde valores mais elevados foram obtidos em temperaturas mais baixas e concentrações salinas mais elevadas.

Para realizar qualquer outra análise ou conclusão com relação aos resultados, é necessário realizar todos os ensaios e suas repetições, bem como as análises da biomassa, que não foram apresentadas neste artigo pelo fato de ainda não terem metodologias padronizadas.

Os cultivos de *Chlorella* na literatura têm sido reportados com temperaturas entre 25 e 35 $^{\circ}\text{C}$, como é o caso de CHIU et al. (2008) que cultivou *Chlorella sp.* a 26 $^{\circ}\text{C}$ e BHATNAGAR et al. (2010) e BORGHETTI (2009) que cultivaram *Chlorella minutissima* a 27 $^{\circ}\text{C}$ e a 27-33 $^{\circ}\text{C}$, respectivamente.

MEHLITZ (2009) atingiu um máximo para a velocidade de crescimento da microalga *Chlorella* (de aproximadamente 0,06 h^{-1}) em temperaturas em torno de 30 $^{\circ}\text{C}$ em fotobiorreator tubular.

Com relação à concentração salina do meio de cultivo, não foi encontrado na literatura nenhum estudo que avalie este quesito com relação à alga *Chlorella*. E para os cultivos, geralmente é utilizada água do mar suplementada com sais ou água do mar artificial usando 34 g.L⁻¹ de sal. (CHENG et al., 2006)

4. Conclusão

Nos testes preliminares, a microalga *Chlorella minutissima* apresentou maior rendimento em termos de biomassa do que a microalga *Chlorella sp.*

Já em fotobiorreator, com a realização de cinco experimentos, foi possível a construção de superfícies de resposta para visualizar a influência da temperatura e da concentração salina sobre a biomassa e a velocidade específica de crescimento. A concentração de biomassa em 119,5 horas de cultivo aumentou conforme o aumento de temperatura e a diminuição da concentração salina, já a velocidade específica de crescimento, calculada entre 40 e 80 horas de cultivo apresentou comportamento inverso: aumentou à medida que a temperatura diminuiu e que a concentração salina aumentou.

Quando todos os experimentos forem realizados, poderão ser afirmados quais efeitos são significativos e o modelo com relação aos parâmetros poderá ser encontrado.

A biomassa máxima obtida em fotobiorreator foi de aproximadamente 0,35 g.L⁻¹, enquanto que a obtida em incubadora foi de 0,6 g.L⁻¹. Será realizado, além do planejamento experimental, um teste de luminosidade, onde será possível avaliar o impacto da intensidade luminosa no crescimento das microalgas, bem como no seu conteúdo lipídico e nos pigmentos produzidos.

5. Referências

ANDERSEN, R.A. *Algal Culturing Techniques*. Elsevier, Oxford, 2005.

BHATNAGAR, A.; BHATNAGAR, M.; CHINNASAMY, S.; DAS, K.C. *Chlorella minutissima* – a promising fuel alga for cultivation in municipal wastewaters. *Applied Biochemistry and Biotechnology*, v. 161, p. 523-536, 2010.

BORGES, L.; FARIAS, B.M.; ODEBRECHT, C.; ABREU, P. Potencial de absorção de carbono por espécies de microalgas usadas na aquíicultura: primeiros passos para o desenvolvimento de um “Mecanismo de Desenvolvimento Limpo”. *Atlântica*, Rio Grande, v. 29, p. 35-46, 2007.

BORGHETTI, I.A. *Avaliação do crescimento da microalga Chlorella minutissima em meio de cultura com diferentes concentrações de manipueira*. Dissertação de Mestrado, UFPR, Curitiba, PR, Brasil, 2009.

CHENG, L.; ZHANG, L.; CHEN, H.; GAO, C. Carbon dioxide removal from air by microalgae cultured in a membrane-photobioreactor. *Separation and Purification Technology*, v. 50, p. 324-329, 2006.

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

CHIU, S.Y.; KAO, C.Y.; CHEN, C.H.; KUAN, T.C.; ONG, S.C.; LIN, C.S. Reduction of CO₂ by a high-density culture of *Chlorella sp.* in a semicontinuous photobioreactor. *Bioresource Technology*, v. 99, p. 3389-3396, 2008.

GOUVEIA, L.; OLIVEIRA, A.C. Microalgae as a raw material for biofuels production. *Journal of Industrial Microbiology & Biotechnology*, v. 36, number 2, p. 269-274, 2009.

GUILLARD, R. L. L. Culture of phytoplankton for feeding marine invertebrates. *Plenum Publishing*, New York, p. 29-60, 1975.

KHAN, S.A.; RASHMI; HUSSAIN, M.Z.; PRASAD, S.; BANERJEE, U.C. Prospects of biodiesel production from microalgae in India. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, doi:10.1016/j.rser.2009.04.005, 2009.

KOCHEM, L.H. *Caracterização de fotobiorreator air-lift para cultivo de microalgas*. Trabalho de conclusão do curso de Engenharia Química, UFRGS, Porto Alegre, RS, Brasil, 2007.

LOURENÇO, S.O. *Cultivo de microalgas marinhas: Princípios e Aplicações*, RiMa, São Carlos, 2006.

MATA, T.M.; MARTINS, A.A.; CAETANO, N.S. Microalgae for biodiesel production and other applications: A review. *Renewable and Sustainable Energy Reviews*, doi:10.1016/j.rser.2009.07.020, 2009.

MEHLITZ, T. H. *Temperature influence and Heat Management requirements of microalgae cultivation in photobioreactors*. Dissertação de Mestrado, Faculty of California Polytechnic State University, San Luis Obispo, California, USA, 2009.

POSTEN, C. Design principles of photo-bioreactors for cultivation of microalgae. *Engineering in Life Sciences*, v. 9, p. 165-177, 2009.

TEIXEIRA, C.M.L.L.; MORALES, E. Microalga como matéria-prima para a produção de biodiesel. In: CONGRESSO DA REDE BRASILEIRA DE TECNOLOGIA DE BIODIESEL, 1., 2006, Brasília, Anais.

XU, L.; WEATHERS, P.J.; XIONG, X.R.; LIU, C.Z. Microalgal bioreactors: Challenges and opportunities. *Engineering in Life Sciences*, v. 9, nº 3, p. 178-189, 2009.