



**UNIVERSIDADE FEDERAL DE OURO PRETO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM
ENGENHARIA AMBIENTAL**



**DESEMPENHO ENERGÉTICO E TRATAMENTO DE ÁGUA RESIDUÁRIA EM UM
FOTOBIORREATOR CONTÍNUO ILUMINADO ARTIFICIALMENTE**

RAQUEL GOMES DE OLIVEIRA

OURO PRETO

2018

RAQUEL GOMES DE OLIVEIRA

**DESEMPENHO ENERGÉTICO E TRATAMENTO DE ÁGUA RESIDUÁRIA EM UM
FOTOBIORREATOR CONTÍNUO ILUMINADO ARTIFICIALMENTE**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Engenharia Ambiental da Universidade Federal de Ouro Preto, como parte dos requisitos necessários para a obtenção do título de Mestre em Engenharia Ambiental.

Orientador: Prof. Dr. Aníbal da Fonseca Santiago.

OURO PRETO

2018

O482d Oliveira, Raquel Gomes de.
Desempenho energético e tratamento de água residuária em um fotobiorreator contínuo iluminado artificialmente [manuscrito] / Raquel Gomes de Oliveira. - 2018.
92f.: il.: color; grafs; tabs; quadros.

Orientador: Prof. Dr. Anibal da Fonseca Santiago.

Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Ouro Preto. Pró-Reitoria de Pesquisa e Pós-Graduação. PROAMB. Programa de Pós-Graduação em Engenharia Ambiental.

Área de Concentração: Tecnologias Ambientais.

1. Meio ambiente - Tecnologias. 2. Microalgas. 3. LAT (Lagoas de Alta Taxa). I. Santiago, Anibal da Fonseca. II. Universidade Federal de Ouro Preto. III. Título.

CDU: 502:004



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
Universidade Federal de Ouro Preto
Programa de Pós-Graduação em Engenharia Ambiental – PROAMB



DESEMPENHO ENERGÉTICO E DO TRATAMENTO DE ÁGUA RESIDUÁRIA
EM UM FOTOBIOREATOR CONTÍNUO ILUMINADO ARTIFICIALMENTE

Autora: Raquel Gomes de Oliveira

Dissertação defendida e aprovada, em 02 de outubro de 2018, pela banca examinadora constituída pelos professores:


Prof. Dr. Aníbal da Fonseca Santiago - Orientador
Universidade Federal de Ouro Preto


Prof. Dr. Jackson de Oliveira Pereira
Universidade Federal de São João del Rei


Prof. Dr. Antonio Santos Sanchez
Universidade Federal de Ouro Preto

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus.

Agradeço aos meus pais, Elâine e Sebastião, por me incentivarem a seguir com os estudos, pelas orações e por confiarem nas minhas escolhas.

Aos meus irmãos, Renata e Rafael, obrigada por todo apoio e por torcerem sempre por mim.

Ao meu orientador, Aníbal da Fonseca Santiago, por todos os ensinamentos e pela paciência durante esses anos. Obrigada pela excelente orientação e pelas contribuições indispensáveis ao nosso trabalho.

Aos professores do PROAMB, em especial, Sérgio Aquino e Silvana Queiroz, obrigada por toda ajuda e ensinamentos. Vocês são meus grandes exemplos de professores.

Aos colegas do laboratório de saneamento ambiental pela ajuda na execução dos experimentos e no entendimento das análises, em especial, Fábio, Lucas Periard, Rafael Nascimento, Matheus, Grazi, Deyse e Ludymyla.

Ao Samuel, meu amigo, namorado, companheiro e colega de trabalho, por toda contribuição nesse trabalho. Obrigada por me apoiar em todos os desafios e estar ao meu lado em todos os momentos.

À Mel Iza e à minha amiga Laís Moreira, pela ajuda nos desenhos.

Às minhas amigas Camila e Mayra, por todo apoio nestes 20 anos de amizade.

À Ariane, por todo apoio e por ser uma grande companheira.

À Fernanda, por todas as conversas, conselhos, por acreditar muito no meu potencial e se alegrar a cada pequeno passo meu.

À Universidade Federal de Ouro Preto e ao Programa de Pós-graduação em Engenharia Ambiental pela oportunidade.

A todos que, de alguma forma, fizeram parte dessa etapa da minha vida. Muito obrigada!

LISTA DE FIGURAS

Figura 1 - Esquema de vias metabólicas para assimilação de C e produção de energia em microalgas fotoautotróficas, heterotróficas e mixotróficas	19
Figura 2 - Efeito de diferentes fatores na absorção de polifosfato pelas microalgas em lagoas de estabilização de resíduos	24
Figura 3 - Apresentação esquemática da assimilação de nitrogênio inorgânico por microalgas .	26
Figura 4 - Diagrama simplificado mostrando o funcionamento dos LEDs.....	29
Figura 5 - Esquema ilustrando a influência da alteração dos comprimentos de onda da luz vermelha e azul no crescimento da microalga verde <i>Chlorella vulgaris</i>	31
Figura 6 - Fotobiorreator tubular com tubos horizontais de funcionamento paralelo (a) e fotobiorreator tubular helicoidal de 1000 L na Universidade de Murdoch, Austrália (b).....	35
Figura 7 - Fotobiorreator de placa plana	36
Figura 8 - Fotobiorreator Airlift	37
Figura 9 - Fotobiorreator de sacola	38
Figura 10 - Dimensões das LATs.....	49
Figura 11 - Visão interna da LAT	49
Figura 12 - Esquema ilustrativo da configuração do sistema de tratamento.....	50
Figura 13 - Valores de OD e pH ao longo do tempo de operação da LAT.....	57
Figura 14 - Valores de temperatura ao longo do tempo de operação da LAT	57
Figura 15 - Clorofila <i>a</i> e SSV na LAT ao longo do tempo de experimento.....	59
Figura 16 - Valores de DQO na água residuária sintética afluenta à LAT, DQO filtrada efluente à LAT e percentual de remoção de DQO na LAT	63
Figura 17 - Influência do oxigênio produzido pelas microalgas na remoção de DBO	66
Figura 18 - Formas de N para a água residuária sintética durante o tempo experimental	72
Figura 19 - Formas de N para a LAT durante o tempo experimental	73
Figura 20 - Concentrações de N-NH ₄ ⁺ e N orgânico para a água residuária sintética e para a LAT nos últimos dias de análise	74
Figura 21 - Concentrações de P para a água residuária sintética e para a LAT durante o tempo de operação.....	75

LISTA DE TABELAS

Tabela 1 - Máxima remoção de N e P por microalgas em diferentes trabalhos	34
Tabela 2 - Aplicação de fotobiorreatores em diferentes trabalhos, incluindo o modo de operação, a espécie de microalga, o meio de crescimento, o comprimento de onda do LED e intensidade luminosa	40
Tabela 3 - Produtividade e tratamento de água residuária em LATs	46
Tabela 4 - Características da amostra de microalgas utilizada como inóculo do fotobiorreator ..	48
Tabela 5 - Características dos LEDs utilizados nas LATs	51
Tabela 6 - Valores de entrada no cálculo de produtividade e a produtividade média resultante com o seu respectivo desvio, de acordo com os diferentes valores de SSV.....	61
Tabela 7 - Valores utilizados no cálculo do rendimento de biomassa em fótons e seu respectivo resultado	68
Tabela 8 - Indicadores de desempenho do consumo de energia de LED	69

RESUMO

As microalgas podem ser cultivadas em fotobiorreatores abertos, tais como em lagoas de alta taxa (LAT) ou em fotobiorreatores fechados. Nesses sistemas, o cultivo das microalgas pode ocorrer em águas residuárias, visando obter a biomassa, concomitantemente, usada para o tratamento da mesma. Nos fotobiorreatores, a intensidade da radiação solar afeta seu funcionamento, por outro lado, esses sistemas também podem ser iluminados com luz artificial que tem a vantagem de permitir a seleção dos comprimentos de onda que promovem melhor produtividade de microalgas e até mesmo maior eficiência de remoção de um determinado poluente. O objetivo deste estudo foi investigar o uso de um fotobiorreator aberto simulando o funcionamento de uma LAT para o tratamento de água residuária sintética, além de avaliar o desempenho energético em função da iluminação artificial. A iluminação foi realizada por meio de Diodos Emissores de Luz (LEDs) na combinação dos comprimentos de onda da luz vermelha e azul. A intensidade luminosa utilizada foi de $815 \mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$. A LAT, sob volume útil de 20 L, foi operada em regime contínuo, na vazão de $2,88 \text{ L} \cdot \text{dia}^{-1}$ e tempo de detenção hidráulica (TDH) de 7 dias. Utilizou-se um termostato para controlar variações de temperatura, que obteve o valor médio de $26,1 \pm 1,4 \text{ }^\circ\text{C}$. Para o monitoramento da LAT, foram analisadas diariamente as variáveis pH, OD e temperatura. A amostra utilizada como inóculo de microalgas era composta, predominantemente, pelo gênero *Chlorella* sp, e o crescimento da cultura mista de microalgas da LAT foi verificado por meio da determinação da variável clorofila *a* e dos sólidos suspensos voláteis (SSV). Analisou-se também a remoção de matéria orgânica carbonácea, P e N para inferir sobre a eficiência do tratamento da água residuária. Determinou-se o valor médio de SSV igual a $264,5,1 \pm 73,6 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$ e o maior valor de clorofila *a* foi de $2,54 \pm 0,10 \text{ mg} \cdot \text{L}^{-1}$. A produtividade de biomassa de microalgas foi igual a $6,80 \pm 1,9 \text{ g} \cdot \text{d}^{-1} \cdot \text{m}^{-2}$, e a produção líquida de oxigênio de $0,83 \text{ g} \cdot \text{L}^{-1}$. Nestas condições, bem como com relação às variáveis T e pH, o sistema apresentou estabilidade e eficiência na remoção de matéria orgânica, sendo $90,3 \pm 1,7\%$ de remoção, valor este dentro do limite estabelecido pela legislação vigente. Por outro lado, o sistema não foi eficiente na remoção de nitrogênio (N) e fósforo (P). Considera-se que a intensidade luminosa utilizada foi elevada, uma vez que os indicadores de consumo de energia de LED apresentaram grandes valores.

Palavras-chave: Tecnologias Ambientais. Microalgas. Lagoas de Alta Taxa.

ABSTRACT

Microalgae can grow in open photobioreactors, such as in high-rate algal ponds (HRAP) or in closed photobioreactors. In these systems, microalgae cultivation can occur in wastewater to obtain the biomass, concomitantly, used to treat wastewater. The intensity of the solar radiation affects HRAP operation, on the other hand these systems can also be illuminated with artificial light that has the advantage of being able to select the wavelengths that promote better productivity of microalgae and even greater efficiency of removal of pollutants. The purpose of this work was to investigate the use of an open photobioreactor simulating the functioning of an HRAP for the treatment of synthetic wastewater, besides evaluating the energy performance as a function of artificial light. Light Emitting Diodes (LEDs) was used in the combination of the wavelengths of red and blue light. The light intensity was $815 \mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. The HRAP, under volume of 20 L, was operated continuously, at a flow rate of $2.88 \text{ L}\cdot\text{dia}^{-1}$ and a 7-day hydraulic detention time (HDT). A thermostat was used to control temperature variations, which obtained the mean value of $26.1 \pm 1.4 \text{ }^\circ\text{C}$. The variables pH, OD and temperature were analyzed daily. The microalgae inoculum was composed predominantly of the genus *Chlorella* sp and the growth of the mixed culture of microalgae was verified through the determination of the variable chlorophyll a and volatile suspended solids (VSS). It was also analyzed the removal of carbonaceous organic matter, P and N to infer about the efficiency of wastewater treatment. The mean value of VSS was $264.5.1 \pm 73.6 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$ and the highest chlorophyll a value was $2.54 \pm 0.10 \text{ mg}\cdot\text{L}^{-1}$. The microalgae biomass productivity was $6.80 \pm 1.9 \text{ g}\cdot\text{d}^{-1}\cdot\text{m}^{-2}$ and the net oxygen production was $0.83 \text{ g}\cdot\text{L}^{-1}$. Under these conditions, as well as with respect to the variables T and pH, the system presented stability and efficiency in the removal of organic matter, being $90.3 \pm 1.7\%$ of removal, within the limit established by current legislation. On the other hand the system was not efficient in the removal of nitrogen (N) and phosphorus (P). Although the light intensity and the LED wavelengths used in the present study were, according to the literature, to obtain good microalgae productivity and efficiency in the treatment of wastewater, it is considered that the intensity was high because the measured values of LED power consumption indicators were very high.

Key Words: Environmental Technologies. Microalgae. High Rate Ponds.

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	11
2 OBJETIVOS	14
2.1 Objetivo geral	14
2.2 Objetivos específicos	14
3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA	15
3.1 Cultivo de microalgas objetivando o tratamento de águas residuárias	15
3.1.1 Remoção de matéria orgânica carbonácea por microalgas	16
3.1.2 Remoção de P por microalgas	21
3.1.3 Remoção de N por microalgas	25
3.4 Efeito do comprimento de onda e da intensidade da luz no crescimento das microalgas e na remoção de nutrientes	27
3.5 Cultivo de microalgas em fotobiorreatores iluminados por LEDs	35
3.6 Produção de biomassa de microalgas e tratamento de águas residuárias em LATs ..	41
4 MATERIAL E MÉTODOS	47
4.1 Apresentação	47
4.2 Preparo da água residuária doméstica sintética	47
4.3 Inóculo de microalgas	47
4.4 Descrição da unidade experimental	48
4.5 Monitoramento da LAT	52
4.6 Produtividade	53
4.7 Produção de oxigênio por microalgas e fator de oxigenação	54
4.8 Indicadores de desempenho do consumo de energia de LED para tratamento da água residuária	55
4.9 Coeficientes cinéticos	55
4.10 Rendimento da biomassa em fótons e em energia consumida para operação da LAT	56
5 RESULTADOS E DISCUSSÃO	57
5.1 Variabilidade temporal do OD, pH e Temperatura	57
5.2 Indicadores de produção de biomassa (SSV e Clorofila <i>a</i>)	59

5.3 Produtividade	61
5.4 Remoção de matéria orgânica	62
5.5 Produção de oxigênio pelas microalgas e fator de oxigenação	65
5.6 Determinação dos Coeficientes Cinéticos	67
5.7 Rendimento da biomassa	68
5.8 Indicadores de desempenho do consumo de energia de LED para tratamento da água residuária	69
5.9 Nitrogênio Amoniacal, Nitrito e Nitrato	72
5.10 Fósforo	74
6 CONCLUSÕES	77
7 SUGESTÕES PARA TRABALHOS FUTUROS	78
REFERÊNCIAS	79
APÊNDICES	87
APÊNDICE A	87
APÊNDICE B	88

1 INTRODUÇÃO

O tratamento de águas residuárias por meio de microalgas, proposto por Oswald e Gotaas, (1957), surgiu a partir de uma busca por tecnologias sustentáveis e econômicas que minimizem os impactos ambientais negativos e que, no final do tratamento, gerem coprodutos. De acordo com Shelef et al. (1982), o princípio desse tratamento é cultivar as microalgas para que elas possam assimilar a matéria orgânica e outros nutrientes necessários ao seu crescimento na estação de tratamento, evitando, assim, o seu crescimento excessivo onde é menos desejável, como nos rios e lagos.

As águas residuárias apresentam concentrações suficientes dos nutrientes essenciais ao crescimento das microalgas, como carbono (C), nitrogênio (N) e fósforo (P), permitindo, assim, seu uso em larga escala como meio de cultivo. Neste contexto, durante seu crescimento, as microalgas assimilam os nutrientes, promovendo o tratamento da água residuária e, concomitantemente, a biomassa resultante pode ser recuperada e convertida por meio de vias metabólicas em produtos comerciais como biocombustíveis, biodiesel e bioetanol (ADESANYA et al. 2014; SALAMA et al., 2017).

De acordo com Rawat et al. (2011), existem dois principais sistemas de cultivo de microalgas tendo como objetivo o tratamento de águas residuárias que são os fotobiorreatores abertos, como as lagoas de alta taxa (LATs) e os fotobiorreatores fechados. Brennan e Owende (2010) afirmam que, em comparação com os fotobiorreatores fechados, as LATs são mais viáveis na produção de biomassa de microalga em larga escala, pois apresentam menor consumo de energia e sua limpeza é mais fácil. Por outro lado, com relação à produtividade da biomassa, os fotobiorreatores fechados são mais eficientes e, além disso, permitem o cultivo de culturas puras de microalgas. Cabe ressaltar que em sistemas de tratamento de águas residuárias reais, é muito difícil manter culturas puras de microalgas assim, diferentes estudos relatam o uso de consórcios de microalgas compostos exclusivamente por microalgas ou por microalgas e bactérias (MUÑOZ; GUIEYSSE 2006; GONÇALVES et al., 2017).

O tratamento de água residuária em termos de remoção de matéria orgânica ocorre através da interação entre as microalgas e bactérias ou por meio de microalgas mixotróficas. No primeiro caso, as microalgas fornecem oxigênio para as bactérias aeróbias heterotróficas que, por sua vez, biodegradam os poluentes orgânicos e liberam o dióxido de carbono (CO₂) a ser usado pelas

microalgas na presença de luz. No segundo caso, as microalgas mixotróficas assimilam tanto CO_2 quanto moléculas orgânicas como fonte de C e utilizam a luz ou a matéria orgânica como fonte de energia, permitindo que sobrevivam sob condição fototrófica e heterotrófica, simultaneamente. Com relação à remoção de N e P, as microalgas são capazes de assimilar estes nutrientes em sua biomassa e a eficiência desse processo depende da biodisponibilidade dos nutrientes e também de fatores físicos e químicos como pH, temperatura e intensidade de luz (DELGADILLO-MIRQUEZ et al., 2016; JIA; YUAN, 2016; LIU et al., 2017; SALAMA et al., 2017).

A fonte de iluminação dos fotobiorreatores utilizados para o cultivo de microalgas pode ser luz solar ou luz artificial (CHISTI, 2008; ZHAO et al., 2013; OOMS et al., 2016). A luz solar é a fonte de energia mais economicamente viável, porém, a eficiência do tratamento de águas residuárias em fotobiorreatores abertos (LATs) iluminados pelo sol já é conhecida. Kim et al. (2014b) e Gutiérrez et al. (2016), por exemplo, obtiveram eficiência no tratamento de águas residuárias em suas LATs com, respectivamente, 85% e 80% de remoção de matéria orgânica e 92% e 97% de remoção de N. Godos et al. (2009) obteve 88% de remoção de N em sua LAT além de uma elevada produtividade de biomassa, $27,7 \text{ g.m}^{-2}.\text{d}^{-1}$.

Dentre as fontes de luz artificiais, os diodos emissores de luz (LEDs) vêm sendo mais amplamente utilizados no cultivo de microalgas, uma vez que emitem luz dentro do espectro de cores desejado podendo melhorar a qualidade e a produtividade de microalgas, garantindo, assim, a mistura equilibrada de comprimentos de onda de luz a ser absorvidos por esses microrganismos durante o crescimento. Dentre outras vantagens dos LEDs, eles são livres de mercúrio e apresentam alta eficiência luminosa (ZHAO et al., 2013; OOMS et al., 2016). Por outro lado, a utilização de LEDs resulta em consumo energético para o tratamento de água residuária.

Na literatura encontraram-se diferentes autores (KIM et al., 2013, 2014a) que utilizaram a alteração dos comprimentos de onda da luz de LED azul para a luz vermelha na iluminação de fotobiorreatores operados em batelada visando o tratamento de águas residuárias. Estes trabalhos apresentaram um aumento na produtividade das microalgas e maior eficiência na remoção de nutrientes em comparação com a utilização de uma única cor da luz de LED (comprimento de onda único). Cabe ressaltar que não foram encontrados estudos em fotobiorreator operado em regime contínuo iluminado por LED na combinação dos comprimentos de onda citados.

Diante do exposto, nesse trabalho foi definido que seriam utilizados LEDs como fonte de luz artificial para o cultivo de microalga em fotobiorreator aberto simulando o funcionamento de

uma LAT operada em regime contínuo e objetivando o tratamento de água residuária sintética. Avaliou-se, portanto, a utilização de dois comprimentos de onda de luz representados pelas cores azul e vermelha.

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Avaliar o tratamento de água residuária, utilizando microalgas cultivadas em fotobiorreator aberto simulando o funcionamento de uma LAT operada em regime contínuo e iluminada artificialmente por LED.

2.2 Objetivos específicos

- Avaliar a utilização de dois comprimentos de onda de LED, da luz azul e vermelha, no cultivo de biomassa de microalga e no tratamento de água residuária, em termos de remoção de matéria orgânica carbonácea, N e P.
- Avaliar a produtividade de microalgas.
- Monitorar as variáveis pH, OD e temperatura.
- Estimar indicadores de desempenho do consumo de energia da iluminação por LED no tratamento da água residuária.

3 REVISÃO BIBLIOGRÁFICA

3.1 Cultivo de microalgas objetivando o tratamento de águas residuárias

O tratamento de águas residuárias por meio de microalgas vem sendo bastante estudado devido à sua eficiência e também devido à variedade de produtos metabólicos práticos que podem ser obtidos a partir da biomassa que passa por processos de separação no final do tratamento, tais como suplementos alimentares, lipídios, enzimas, polímeros, biocombustível, biodiesel e pigmentos (GARCIA et al., 2011; ABDEL-RAOUF et al., 2012; ADESANYA et al., 2014; MONTEMEZZANI et al., 2015; DRIRA et al., 2016; WHITTON et al., 2016).

Diante deste cenário, pesquisas com microalgas vêm sendo realizadas em diferentes sistemas de tratamento, como no caso de águas residuárias domésticas (PARK; CRAGGS, 2011; DRIRA et al., 2016), de suinocultura (GODOS et al., 2009; GARCÍA et al., 2018), águas residuárias municipais (LI et al., 2011; KIM et al., 2014), da indústria de vinho (TSOLCHA et al., 2017) e da pecuária (SHEN et al., 2008). Bem como, para o tratamento de águas residuárias agroindustriais, industriais, de fábricas de processamento de alimentos e sistemas baseados em microalgas para a remoção de elementos tóxicos, como chumbo, cádmio, mercúrio, estanho e bromo (MUÑOZ; GUIEYSSE, 2006; ABDEL-RAOUF et al., 2012; JIA; YUAN, 2016; SALAMA et al., 2017).

Durante o cultivo nestes sistemas, as microalgas exibem atividades metabólicas flexíveis, o que as torna adaptáveis a condições de cultura variáveis e capazes de realizar alterações no metabolismo em resposta a mudanças nas condições ambientais. Dependendo das condições de cultivo, as microalgas possuem a capacidade de utilizar o carbono na forma orgânica e inorgânica. Os vários tipos de metabolismo de microalgas relatados incluem o autotrófico, heterotrófico, fotoheterotrófico e mixotrófico (DELGADILLO-MIRQUEZ et al., 2016; JIA; YUAN, 2016; GONÇALVES et al., 2017; TSOLCHA et al., 2017).

No metabolismo autotrófico, as microalgas utilizam a luz como fonte de energia e o dióxido de carbono (CO_2) como fonte de carbono (C) para reações anabólicas através da fotossíntese (DELGADILLO-MIRQUEZ et al., 2016; SALAMA et al., 2017). No metabolismo fotoheterotrófico as microalgas utilizam a luz como fonte de energia e a matéria orgânica como fonte de carbono. Já o crescimento heterotrófico de microalgas exclui a necessidade de uma fonte

de iluminação e a matéria orgânica do meio é utilizada como fonte de C e de energia. No entanto, há um número limitado de espécies de microalgas heterotróficas disponíveis e existe a possibilidade de inibição de seu crescimento por substratos orgânicos em baixas concentrações. (CHEIRSILP; TORPEE, 2012; JIA; YUAN, 2016).

Microalgas mixotróficas realizam fotossíntese e assimilam tanto CO₂, quanto moléculas orgânicas como fonte de C, e utilizam a luz e a matéria orgânica como fonte de energia. Neste contexto, o cultivo mixotrófico permite que microalgas sobrevivam sob condições fototróficas e heterotróficas. Por outro lado, algumas espécies de microalgas não são verdadeiramente mixotróficas, mas possuem a capacidade de alternar entre o metabolismo fototrófico e o heterotrófico, dependendo das condições ambientais (PEREZ-GARCIA et al., 2011; CHEIRSILP; TORPEE, 2012; KIM et al., 2013; ADESANYA et al., 2014; GONÇALVES et al., 2017; SALAMA et al., 2017).

De acordo com Kim et al. (2013), as microalgas mixotróficas utilizam a energia produzida a partir de um composto orgânico para a síntese celular e convertem a energia luminosa na forma de energia química para armazenamento. Conforme Salama et al. (2017), o metabolismo mixotrófico é vantajoso em comparação ao autotrófico, uma vez que as concentrações de biomassa e as taxas de crescimento aumentam devido ao efeito sinérgico do substrato orgânico e da energia luminosa.

Nos sistemas de fotobiorreatores visando o tratamento de água residuária, a remoção de matéria orgânica ocorre através da simbiose entre microalgas e bactérias ou mesmo por meio do metabolismo das microalgas mixotróficas, que será abordado a seguir.

3.1.1 Remoção de matéria orgânica carbonácea por microalgas

Em fotobiorreatores abertos como as LATs, o tratamento da água residuária em função da remoção de matéria orgânica ocorre através da interação ecológica entre microalgas e bactérias. Por meio do processo de fotossíntese, as microalgas produzem oxigênio que será utilizado pelas bactérias heterotróficas na degradação aeróbia da matéria orgânica carbonácea presente na água residuária. Como subproduto deste processo, as bactérias produzem CO₂ que, por sua vez, é assimilado pelas microalgas (GODOS et al., 2009; ASSEMANY, 2013; SANTIAGO, 2013; SILVA, 2016).

O entendimento do metabolismo das microalgas é de vital importância para compreensão de como a matéria orgânica, presente na água residuária, pode ser assimilada pela biomassa. A Figura 1 apresenta um esquema de vias metabólicas para assimilação de C (inorgânico ou da matéria orgânica carbonácea) e produção de energia em microalgas fotoautotróficas, heterotróficas e mixotróficas

No cultivo autotrófico, células de microalgas usam luz como fonte de energia, que é absorvida pelos pigmentos de clorofila, e impulsionam o transporte fotossintético de elétrons, o que resulta na redução da nicotinamida adenina dinucleotídeo fosfato (NADP⁺), uma coenzima, para a formação de adenosina trifosfato (ATP), a moeda universal de energia em todas as células vivas. O NADPH (forma reduzida do NADP⁺) e o ATP, formados pela ação da luz, reduzem o CO₂ por uma série de reações no Ciclo de Calvin, apresentado na Figura 1 (YANG et al., 2000; YEN et al., 2013).

O primeiro passo no ciclo de Calvin é a fixação fotossintética de CO₂ em uma molécula receptora de cinco carbonos, a 1,5-ribulose-bisfosfato (RBP). Essa reação é catalisada pela enzima ribulose 1,5-bisfosfato carboxilase e ocorre a formação de duas moléculas de 3-fosfoglicerato (3PG). No segundo estágio, o 3PG é reduzido a trioses-fosfato. Ao todo, três moléculas de CO₂ são fixadas a três moléculas de RBP, para formar seis moléculas de gliceraldeído-3-fosfato (G3P). Cinco das seis moléculas de triose-fosfato são utilizadas para regenerar três moléculas de RBP, o material de partida, e a sexta molécula de triose-fosfato, pode ser exportada para o citoplasma para a síntese de hexoses (monossacarídeos formados por seis carbonos) para combustível celular ou na conversão em amido para armazenamento no cloroplasto, por exemplo. Após a exportação das trioses fosfato do cloroplasto para o citoplasma, o fluxo de C é dividido para a síntese de açúcares ou oxidação através da via glicolítica para formação do piruvato (YANG et al., 2000; HUANG et al., 2010; NELSON; COX, 2014).

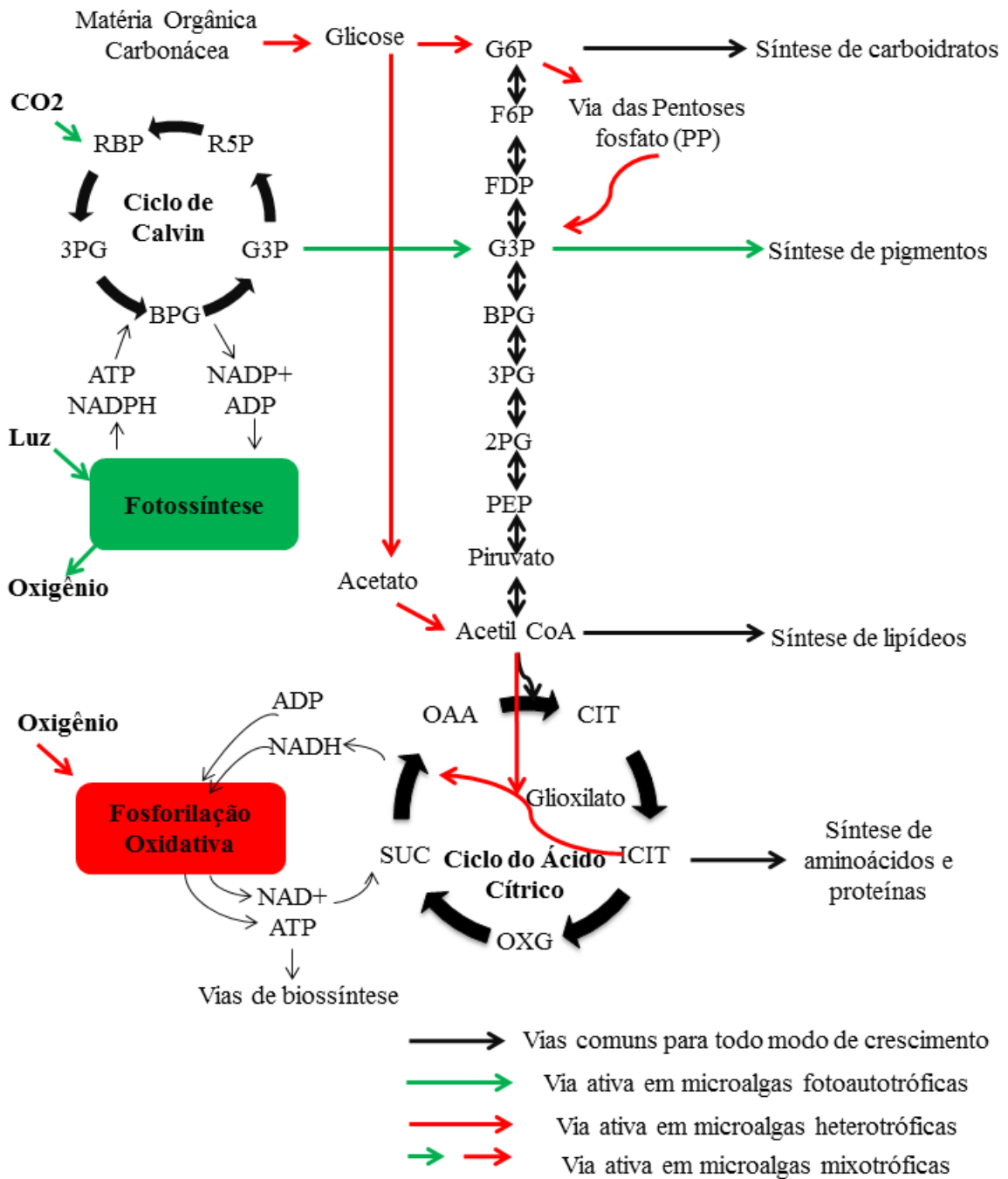
No cultivo heterotrófico de microalgas e também de outros microrganismos, a fonte de C mais comumente utilizada é a glicose, uma vez que esse carboidrato é rico em energia potencial, é mais facilmente assimilável e fornece taxas muito mais altas de crescimento quando comparado qualquer outro substrato. Para sua utilização, a glicose é metabolizada em uma via denominada glicólise (do grego glykys, “doce” ou “açúcar”, e lysis, “quebra”) em que uma molécula de glicose é degradada por meio de uma série de reações catalisadas por enzimas, gerando duas moléculas de piruvato (NELSON; COX, 2014).

De acordo com Yang et al. (2000), das vias utilizadas pelos microrganismos para a glicólise, aparentemente apenas duas, a via de Embden-Meyerhof (EM) e a via das Pentoses-Fosfato (via PP) ocorrem em microalgas. Sob a escuridão total do crescimento heterotrófico, a glicose é metabolizada principalmente através da via PP, enquanto a via do EM é o principal processo glicolítico das células em crescimento mixotrófico, ambas realizadas no citoplasma.

A assimilação oxidativa da glicose começa com a fosforilação da hexose, produzindo glicose-6-fosfato (G6P), que está prontamente disponível para armazenamento, síntese celular e respiração. G6P formada é convertida em frutose-6-fosfato (F6P) a qual é novamente fosforilada para formar frutose-1,6-bifosfato (FDP). Nessas reações de fosforilação, o ATP é o doador do grupo fosforil. A FDP é dividida em duas moléculas de três carbonos, a di-hidroxiacetona-fosfato e o gliceraldeído-3-fosfato (G3P); A di-hidroxiacetona-fosfato é isomerizada a uma segunda molécula de G3P. Cada molécula de G3P é oxidada e fosforilada por fosfato inorgânico (não por ATP) para formar 1,3-bifosfoglicerato (BPG). BPG é então convertido a 3PG. 3PG em uma reação de rearranjo, é convertida a 2-fosfoglicerato (2PG) que por sua vez é desidratada para formar o fosfoenolpiruvato (PEP). O piruvato é por fim formado a partir do PEP. Ocorre liberação de energia quando as duas moléculas de BPG são convertidas a duas moléculas de piruvato (YANG et al., 2000; NELSON; COX, 2014; BAROUKH et al., 2017).

Observa-se na Figura 1, que durante o crescimento heterotrófico, a glicose é convertida em acetato. O acetato é uma das fontes de carbono mais comuns para muitas espécies microbianas, incluindo microalgas. O ponto de partida para a assimilação do acetato é a acetilação da coenzima A, reação catalisada pela enzima acetil-CoA sintetase. Isso forma acetil-coenzima A (acetil-CoA) usando uma única molécula de ATP. O acetato (transportado por acetil-CoA) é geralmente oxidado metabolicamente através de vias: o ciclo glioxilato e o ciclo do ácido cítrico na mitocôndria, que fornece esqueletos de C e energia como ATP. Por definição, microalgas que crescem por assimilação de acetato devem possuir uma via de ciclo de glioxilato (desvio do ciclo do ácido cítrico representado pela seta vermelha na Figura 1) para incorporar eficientemente grupos acetil de acetil-CoA em esqueletos de carbono. Este ciclo requer a síntese de duas enzimas, a isocitrato liase e malato sintetase, que são induzidas quando as células são transferidas para meios contendo acetato (NELSON; COX, 2014; BAROUKH et al., 2017).

Figura 1 - Esquema de vias metabólicas para assimilação de C e produção de energia em microalgas fotoautotróficas, heterotróficas e mixotróficas.



Fonte: Adaptado de Perez-Garcia e Bashan (2015).

Abreviações especificadas: Glicose-6-fosfato (G6P), frutose-6-fosfato (F6P), frutose-1,6-bifosfato (FDP), gliceraldeído-3 fosfato (G3P), 1,3-bifosfoglicerato (BPG), 3-fosfoglicerato (3PG), 2-fosfoglicerato (2PG), fosfoenolpiruvato (PEP), succinato (SUC), isocitrato (ICIT), oxoglutarato (OXG), oxaloacetato (OAA), adenosina trifosfato e difosfato (ATP e ADP), ribulose-5-fosfato (R5P), ribulose-1,5-bifosfato (RBP), nicotinamida adenina dinucleotídeo (reduzido), NADP + nicotinamida adenina dinucleotídeo fosfato (oxidado).

A glicólise é apenas a primeira etapa para a oxidação completa da glicose. Em vez de ser reduzido a lactato, etanol ou algum outro produto, o piruvato produzido pela glicólise é posteriormente oxidado a H_2O e CO_2 por meio do ciclo do ácido cítrico. A primeira reação do ciclo é uma descarboxilação oxidativa, em que um grupo carboxil é removido do piruvato na forma de uma molécula de CO_2 e os dois C remanescentes são convertidos ao grupo acetil da acetil-CoA, forma na qual a molécula entra no ciclo do ácido cítrico. Posteriormente acetil-CoA doa seu grupo acetil ao composto de quatro carbonos oxaloacetato (OAA), formando o composto de seis carbonos citrato (CIT). O CIT é, em seguida, transformado a isocitrato (ICIT) o qual é desidrogenado com a perda de CO_2 para produzir o oxoglutarato (OXG). O OXG perde uma segunda molécula de CO_2 , originando o succinato (SUC). O succinato é, então, convertido por quatro etapas enzimáticas ao OAA, que está, assim, pronto para reagir com outra molécula de acetil-CoA (ASSEMANY, 2013; NELSON; COX, 2014; BAROUKH et al., 2017).

Em todos os organismos incluindo as microalgas, os passos oxidativos na degradação de carboidratos convergem para o estágio final que é a fosforilação oxidativa, etapa em que a energia da oxidação governa a síntese de ATP. Este processo, denominado respiração celular, envolve o consumo de doadores de elétrons (compostos orgânicos) e aceptores de elétrons (compostos inorgânicos oxidados). Durante o crescimento heterotrófico e mixotrófico, as microalgas podem utilizar compostos orgânicos como doadores de elétrons, enquanto moléculas de oxigênio são os aceptores finais de elétrons (NELSON; COX, 2014; PEREZ-GARCIA; BASHAN, 2015).

Em microalgas, a respiração celular desempenha dois papéis principais: serve como fonte exclusiva de energia para manutenção celular (em condições de pouca luz) e fornece esqueletos de C essenciais para a biossíntese sob qualquer condição de crescimento. Em condições de iluminação, devido a grande quantidade de energia (ATP) produzida durante a fotossíntese realizada pelas microalgas, a fosforilação oxidativa ou o transporte de elétrons mitocôndrias poderia ser inibido (YANG et al., 2000; PEREZ-GARCIA; BASHAN, 2015). Por outro lado, no estudo de Yang et al. (2000), foi demonstrado que a luz não tem efeito direto sobre a atividade da cadeia respiratória em microalgas, uma vez que os autores descobriram que uma atividade substancial da cadeia respiratória persiste na luz indicando que a fosforilação oxidativa poderia fornecer uma fração significativa de energia para o crescimento celular.

Como visto, o C é um importante elemento para o crescimento das microalgas. Na *Chlorella*, por exemplo, o C responde por cerca de 50% do peso seco da célula. Além do C, o fósforo (P) e o nitrogênio (N) são nutrientes presentes nas águas residuárias e que influenciam fortemente o crescimento de microalgas. O N, por exemplo, é o segundo elemento mais abundante que compõe 6% a 10% do peso seco das algas verdes, podendo variar de 1 a 10% do peso seco da célula. Por outro lado, o P representa 1% do peso seco (SALAMA et al., 2017). Assim, durante seu crescimento, as microalgas podem assimilar P e N a partir das águas residuárias, o que será abordado a seguir.

3.1.2 Remoção de P por microalgas

O P é um elemento químico, o segundo macronutriente mais frequente que limita o crescimento das plantas. É um componente essencial dos ácidos nucleicos, fosfolipídios e da adenosina trifosfato (ATP). O P nas águas residuárias é encontrado sob as formas de ortofosfato, polifosfato, e P orgânico, este último encontra-se combinado à matéria orgânica, em proteínas e aminoácidos. Os polifosfatos são moléculas de cadeia longa de comprimento variável e são geralmente divididos em dois tipos nomeados de acordo com o método de extração química utilizado para análise: o polifosfato ácido solúvel e o polifosfato ácido insolúvel. Enquanto o polifosfato ácido solúvel é uma molécula de cadeia mais curta associada ao metabolismo, o polifosfato ácido insolúvel é uma molécula de cadeia mais longa relacionada ao armazenamento de P (BROWN; SHILTON, 2014; SOLOVCHENKO et al., 2016).

Sabendo que o P é um dos principais nutrientes causadores da eutrofização, o desafio atual quanto à sua remoção em águas residuárias é desenvolver uma tecnologia que permita uma eficiente remoção de P, tendo como objetivo proteger o ambiente natural e que, ao mesmo tempo, permita que o mesmo seja recuperado e reutilizado. Além das lagoas de estabilização, existem outras tecnologias comumente utilizadas para remoção de P, como a adição de produtos químicos em lagoas de estabilização e a remoção biológica avançada de P (BROWN; SHILTON, 2014; POWELL, 2009; POWELL et al., 2009).

A adição de agentes químicos oferece uma remoção efetiva de P através da precipitação de íons fosfato e os precipitados são posteriormente removidos por sedimentação, porém, o custo é bastante elevado e a grande quantidade de lodo químico produzido dificulta sua disposição

final. A remoção biológica avançada de P em sistema de lodos ativados utiliza biomassa bacteriana para acumulação de polifosfato e também é bastante eficiente na remoção de P. Por outro lado, exige um controle operacional contínuo e possui alto custo, inviabilizando sua utilização em pequenas comunidades (POWELL et al., 2009; BROWN; SHILTON, 2014).

Nos sistemas de lagoas, as microalgas podem ser utilizadas como tecnologia potencial na remoção de P, uma vez que podem absorver P naturalmente em suas células e podem também ser ativadas para acumular excessivamente este nutriente (BROWN; SHILTON, 2014). O interesse na utilização de microalgas decorre também do fato de que os processos de tratamento convencionais sofrem algumas desvantagens como eficiência variável, dependendo do nutriente a ser removido, elevado custo de operação e a perda de nutrientes como N e P. Assim, além do baixo custo de operação, a utilização de microalgas é vantajosa, pois envolve a possibilidade de reutilizar a biomassa rica em nutrientes assimilados evitando, assim, problemas de manuseio e descarte do lodo formado durante o processo (ABDEL-RAOUF et al., 2012).

As microalgas contêm normalmente 1% de P por peso seco e, em certas condições, elas podem absorver mais P que o necessário para sobrevivência. Existem dois mecanismos diferentes envolvidos no armazenamento de P pelas microalgas. O primeiro deles é a “compensação excessiva”, em que as microalgas encontram-se primeiramente em um ambiente privado de P e, em seguida, são reexpostas ao P, e, assim, elas irão armazenar grande quantidade do nutriente para utilizar como recurso interno quando a concentração externa for limitante. O segundo é denominado “absorção de luxo” que é o armazenamento de P na forma de grânulos de polifosfato. Neste mecanismo, a microalga absorve mais P que o necessário para sobreviver, porém, sem passar por um período em que as concentrações de P são limitantes (POWELL, 2009; POWELL et al., 2009; BROWN; SHILTON, 2014).

De acordo com Solovchenko et al. (2016), a “absorção de luxo” de P evoluiu provavelmente de uma adaptação das microalgas à disponibilidade instável de P. Para apoiar esta hipótese, o autor cita o estudo de Watanabe et al. (1988), em que o autor avaliou o comportamento da microalga *Heterosigma akashiwo* (Raphidophyceae). Esta microalga ajusta seu metabolismo do P durante suas migrações verticais nas camadas de água. Sendo assim, durante a noite, a alga migra para a camada de água inferior, rica em P e absorve o nutriente, que é posteriormente incorporado em polifosfato, aumentando seu comprimento de cadeia e durante o

dia, a alga migra para a água superficial com baixas concentrações de P, ocorrendo, então, utilização do polifosfato armazenado na síntese de ATP durante a fotossíntese.

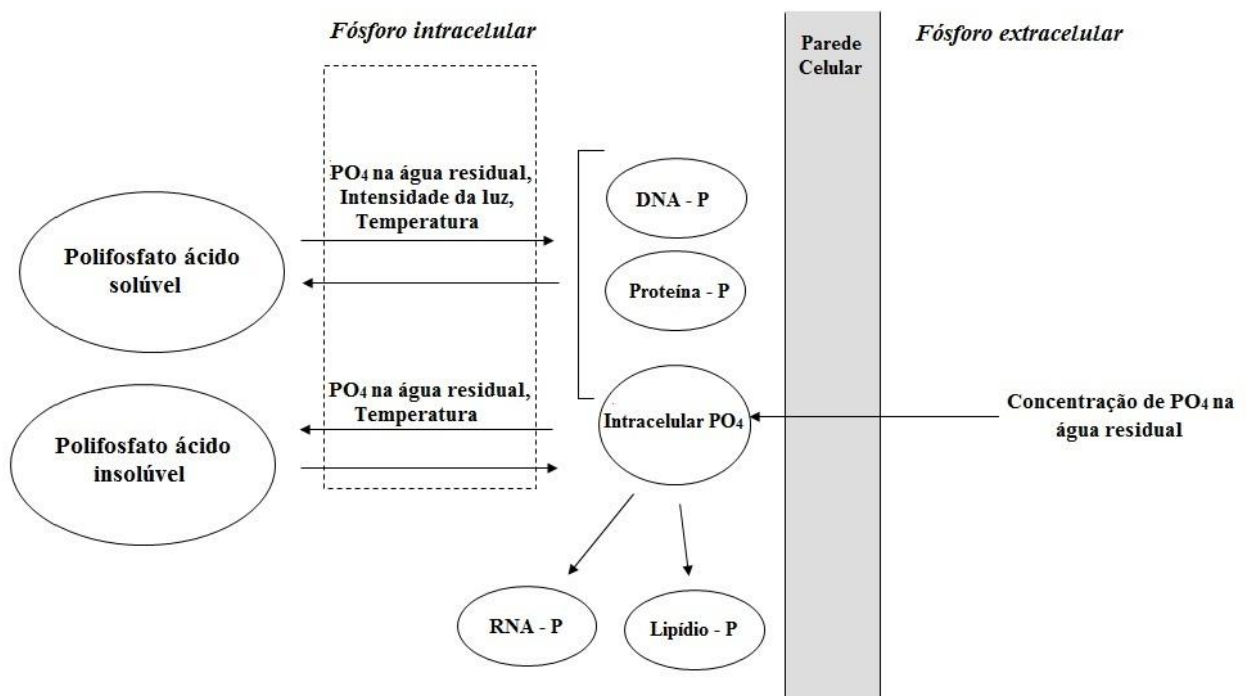
Powell (2009) também buscou analisar o processo de “absorção de luxo” de P pelas microalgas. Em seus experimentos, a autora mostrou que os principais fatores ambientais que afetam significativamente a absorção de luxo de P por microalgas são a concentração de fosfato, a intensidade luminosa e a temperatura. Na literatura, existe um consenso geral de que quanto maior a concentração de P no meio maior será a proporção de P na biomassa. Por outro lado, nos experimentos de Powell (2009), a concentração de fosfato não teve efeito direto na “absorção de luxo” quando se trabalhou com concentrações iniciais de P de 5 e 15 mg L⁻¹ em reator operado a regime contínuo e inoculado com a microalga *Scenedesmus* sp.

A temperatura tem grande influência em todos os processos metabólicos, afetando não só as taxas de reações biológicas, mas também a composição celular. Sendo assim, a temperatura afeta indiretamente a taxa de captação de P pelas microalgas (POWELL, 2009; BROWN; SHILTON, 2014). Nos experimentos de Powell et al. (2008) em reatores contínuos, o aumento da temperatura aumentou a quantidade de polifosfato ácido insolúvel por unidade de peso seco das células, por outro lado, houve acumulação de polifosfato ácido solúvel em qualquer temperatura. Nos experimentos em batelada, Powell et al. (2009) observaram que o aumento da temperatura teve influência tanto na acumulação como no consumo do polifosfato ácido solúvel, sendo que este foi consumido mais rapidamente à temperatura mais elevada. Observou-se ainda um pico de polifosfato ácido insolúvel que não ocorreu na temperatura mais baixa testada. Embora a acumulação de polifosfato tenha sido influenciada pela temperatura nestes experimentos, quantidades significativas de polifosfato foram acumuladas em ambas as temperaturas testadas, o que sugere que o mecanismo de “absorção de luxo” funcionará sob uma variedade de condições climáticas.

Com relação aos efeitos da intensidade da luz, Powell (2009) observou nos seus experimentos com reatores contínuos que as concentrações de polifosfato ácido solúvel na biomassa das microalgas aumentavam com intensidade de luz mais baixa. Este resultado não era esperado, uma vez que a absorção de P pela biomassa requer energia e as microalgas adquirem essa energia através da fotossíntese (POWELL et al., 2008, 2009; POWELL, 2009; BROWN; SHILTON, 2014).

Nos experimentos em batelada, Powell (2009) verificou que uma maior intensidade de luz resultou na rápida acumulação de polifosfato ácido solúvel e também no seu rápido consumo para o crescimento da biomassa, e, sob intensidade de luz mais baixa, menos polifosfato ácido solúvel foi inicialmente acumulado, e a taxa de consumo também foi menor. Com relação ao polifosfato ácido insolúvel, tanto os estudos com reatores contínuos como os estudos em batelada mostraram que houve seu acúmulo em todos os níveis de intensidade luminosa testados. Os experimentos de Powell et al. (2009) mostraram que, embora não existam na literatura as condições ideais de temperatura, concentração de P e intensidade luminosa para análise da “absorção de luxo” de P pelas microalgas em sistemas de tratamento de águas residuárias, investigar os efeitos destes fatores e buscar maneiras de manipular os mesmos é importante para otimizar e buscar entender o processo. A Figura 2 demonstra como os fatores afetam a absorção de polifosfato pelas microalgas em lagoas de estabilização de acordo com esse estudo.

Figura 2 - Efeito de diferentes fatores na absorção de polifosfato pelas microalgas em lagoas de estabilização de resíduos.



Fonte: Adaptado de Powell (2009).

Resumidamente, de acordo com o estudo de Powell (2009), o acúmulo de polifosfato ácido solúvel pela biomassa das microalgas é influenciado pela concentração de fósforo da água residuária, intensidade de luz e temperatura, enquanto o acúmulo de polifosfato ácido insolúvel é

influenciado apenas pela concentração de fosfato da água residuária e pela temperatura. Embora essas transformações biológicas sejam baseadas na literatura anterior, a tese de Powell (2009) permitiu identificar os principais fatores que afetam a transferência de P para dentro e para fora dos grupos de polifosfato.

3.1.3 Remoção de N por microalgas

O N é um nutriente vital ao crescimento das microalgas, e o P pode limitar o crescimento destes microrganismos. Estes nutrientes podem ser encontrados em macromoléculas biológicas, incluindo proteínas, peptídeos, enzimas, moléculas responsáveis pelo armazenamento de energia como ATP e adenosina difosfato (ADP), nas clorofilas e nos constituintes genéticos (DNA/RNA) (SALAMA et al., 2017). Durante o seu crescimento, as microalgas podem assimilar fontes de N inorgânico, como nitrato (NO_3^-), nitrito (NO_2^-) e amônia (NH_4^+). Dentre estas fontes, NH_4^+ é a forma de N preferida, pois as microalgas podem assimilá-lo diretamente consumindo menos energia que as outras duas formas (JIA; YUAN, 2016).

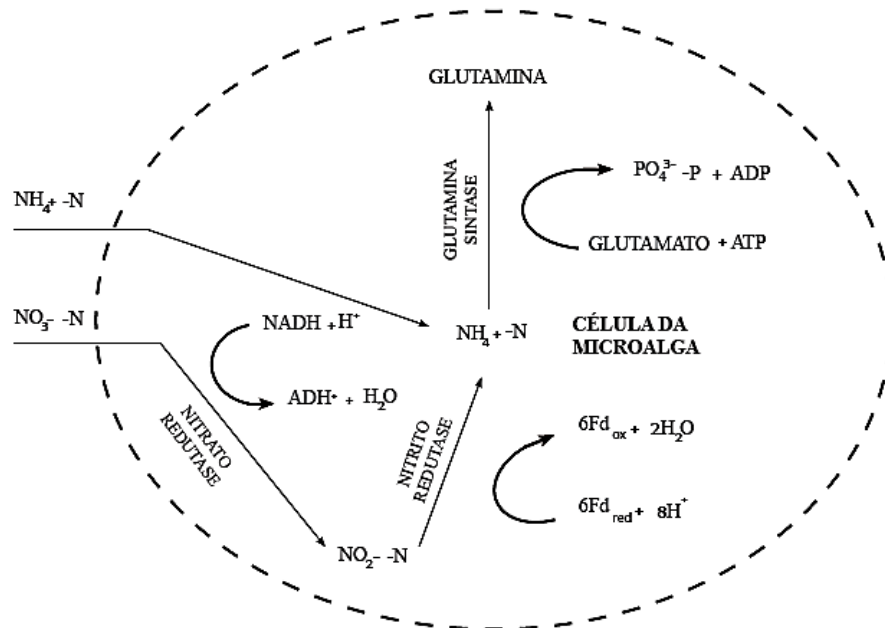
A maioria das espécies de microalgas pode utilizar N orgânico e inorgânico. Como pode ser observado na Figura 3, para assimilar o N inorgânico presente nas águas residuárias, as microalgas devem reduzir NO_3^- e NO_2^- a NH_4^+ através das enzimas nitrato redutase (NR) e nitrito redutase (NiR), respectivamente. Primeiramente, a NR catalisa a transferência de dois elétrons de nicotinamida adenina dinucleotídeo (NADH) para o NO_3^- levando à formação de NO_2^- , que, por sua vez, é reduzido a NH_4^+ por NiR e usando a ferredoxina (Fd) como doador de elétrons (JIA; YUAN, 2016; SALAMA et al., 2017).

Todas as formas de N inorgânico são reduzidas por último a NH_4^+ antes de serem fundidos ao aminoácido intracelular. Sendo assim, as microalgas assimilam NH_4^+ à glutamina e liberam o íon hidrogênio, reação catalisada pela glutamina sintase e por meios de glutamato e ATP. De acordo com Salama et al. (2017), a adição de glutamato é indicada para causar 70% de redução adicional de NH_4^+ em cada célula através do crescimento de *Chlorella vulgaris* em águas residuais, uma vez que a reação de adição do NH_4^+ ao glutamato é dependente de ATP e tem como produto final a glutamina. Como a assimilação de NH_4^+ não requer a reação redox, ela consome menos energia do que a assimilação de NO_3^- e NO_2^- e, além disso, na maioria das

espécies de microalgas, a atividade da enzima NR é totalmente reprimida na célula quando é fornecido NH_4^+ suficiente (JIA; YUAN, 2016; SALAMA et al., 2017).

Figura 3 - Apresentação esquemática da assimilação de nitrogênio inorgânico por microalgas.

ÁGUA RESIDUÁRIA



Fonte: Adaptado de Salama et al. (2017).

O N orgânico, que se encontra em moléculas orgânicas, como aminoácidos e proteínas, pode ser decomposto em NH_3 com a participação de algumas enzimas, como a glutamina sintase, secretadas por uma variedade de bactérias durante reações de amonificação ou mineralização. Depois disso, o NH_4^+ gerado pode ser removido da superfície da água no mesmo processo de remoção do N inorgânico. Além da assimilação pelas microalgas, outros mecanismos fundamentais na remoção de N inorgânico são a volatilização de NH_3 do meio líquido em pH básico, a nitrificação e a desnitrificação. A nitrificação é oxidação de NH_3 a NO_2^- e a NO_3^- e é realizada por bactérias oxidantes de NH_3 , arqueias que oxidam NH_3 (AOA), bactérias oxidantes de nitrito ou bactérias que realizam a oxidação completa de NH_3 , chamadas de Comammox. Já a desnitrificação é a redução do NO_3^- em NO_2^- e posteriormente para N_2 ou N_2O e é realizada por bactérias desnitrificantes na ausência de O_2 no ambiente aquático (LIU et al., 2017).

De acordo com Liu et al. (2017), a oxidação do NH_4^+ em NO_2^- e depois à NO_3^- era assumida para ocorrer somente sob condições aeróbias, e o NO_3^- transformado em N_2 ou N_2O

através de desnitrificação sob condições anaeróbias. No entanto, nas últimas décadas, foram encontradas bactérias anaeróbias oxidantes de NH_4^+ , também chamadas de Anammox, e bactérias desnitrificadoras aeróbias, o que implica na remoção direta de N sob condições aeróbias ou anaeróbias completas.

O estudo de Yao et al. (2015) avaliou a remoção de nutrientes através do cultivo das microalgas *C. sorokiniana* e *D. communis* em águas residuárias sob 0,03% de CO_2 e os resultados apresentaram remoção quase completa de NH_4^+ . O estudo ainda ressalta que a remoção de amônia não foi devida apenas à sua absorção pelas microalgas, mas também devido à volatilização e perda para a atmosfera. Isso acontece, pois uma alta concentração inicial de amônia (NH_3) no meio pode inibir o crescimento das microalgas e causar uma diminuição na absorção de NH_3 na forma de NH_4^+ pelas células, consequentemente, a NH_3 é mais suscetível a ser removida indiretamente, particularmente em meio alcalino.

Existem alguns estudos, como os de Park e Craggs (2011), que analisam a remoção de nutrientes por microalgas em sistemas de LATs. Nestes sistemas de tratamento de águas residuárias, existe a possibilidade de acoplar a injeção de gás CO_2 , otimizando, assim, a assimilação de N pelas microalgas. No estudo citado, o principal mecanismo de remoção de N foi a assimilação de N através das microalgas, apresentando uma eficiência de remoção de 54,9%.

Outros autores (PARK et al., 2012; GE et al., 2013; XU et al., 2013; SILVA et al., 2017) mostraram outra variável de grande importância tanto no cultivo de microalgas quanto na remoção de nutrientes em águas residuárias a partir de microalgas. Esta variável é o comprimento de onda da luz, que será abordado a seguir.

3.4 Efeito do comprimento de onda e da intensidade da luz no crescimento das microalgas e na remoção de nutrientes

No cultivo fotoautotrófico das microalgas, os fótons de luz são uma das principais fontes de energia necessária ao crescimento das células, uma vez que as microalgas absorvem a energia luminosa (fótons) e a convertem em energia química para a fotossíntese. Estas reações ocorrem nos fotossistemas das microalgas e a absorção de energia luminosa ocorre por pigmentos de clorofila e carotenoides que compõem o chamado complexo antena, sendo que, em cada complexo antena, a energia captada é transferida ao centro de reação na célula da microalga. A

intensidade e o comprimento de onda são propriedades da luz bastante importantes, uma vez que podem influenciar fortemente a taxa de crescimento específico das microalgas (WANG et al., 2007; KIM et al., 2013).

De acordo com Kim et al. (2013) e Schulze et al. (2014), os comprimentos de onda da luz a serem absorvidos podem diferir dependendo da espécie de microalga e, além disso, cada espécie possui um ponto ótimo de absorção da luz. A luz vermelha ($\lambda = 600-700$ nm) e a luz azul ($\lambda = 420-470$ nm) são preferencialmente absorvidas pelas microalgas e estimulam o crescimento destes microrganismos.

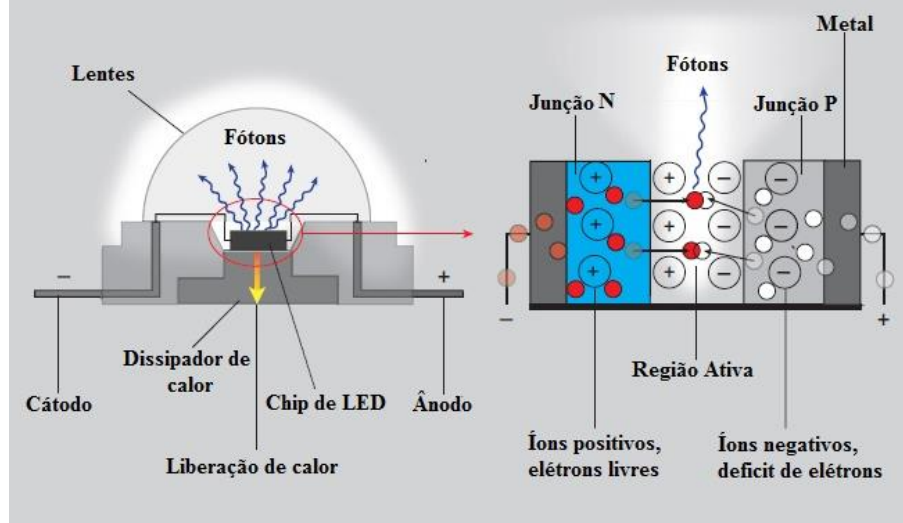
Os atuais sistemas de tratamento biológico de águas residuárias com microalgas sofrem com a intensidade de luz ou comprimento de onda inconsistente sob condições naturais. Sabendo que as microalgas requerem condições ótimas de iluminação tanto para seu crescimento quanto para obter a máxima eficiência de remoção de nutrientes, os diodos emissores de luz (LEDs) vêm sendo considerados uma ótima fonte de luz para cultivar as algas e estudar o efeito do comprimento de onda da luz (OOMS et al., 2016; WANG et al., 2007; XU et al., 2013). Por outro lado, ainda existe uma lacuna no conhecimento a respeito de sua viabilidade econômica.

O LED é um componente eletrônico semiconductor constituído por uma camada positiva (P_+) e uma camada negativa (N_-). A camada P_+ possui lacunas devido à falta de elétrons e presença de átomos dopantes aceitadores, enquanto a camada N_- tem elétrons em excesso na banda de condução, ou seja, possui átomos dopantes doadores. No diodo existe apenas uma junção N-P e a aplicação de uma diferença de potencial negativa do lado N_- e positiva do lado P_+ faz com que os elétrons livres do lado N_- e as lacunas do lado P_+ sejam empurrados pelo campo elétrico em direção à junção. Quando chegam à junção, elétrons e lacunas podem se recombinar liberando certa quantidade de energia na forma de um fóton, ou seja, geração de luz. Sendo assim, a recombinação de materiais semicondutores controla os comprimentos de onda (cor e energia da luz emitida) (SCHULZE et al., 2014).

A luz emitida pelo LED é monocromática e o comprimento de onda está relacionado ao tipo de material utilizado na composição do semiconductor. A variedade de elementos químicos que podem compor o LED (gálio, alumínio, arsênio, índio, P e N) e a combinação deles permitem a emissão de luz em uma ampla faixa do espectro. O responsável pela emissão de luz vermelha, laranja e amarela seriam os LEDs que utilizam os compostos AlGaInP (alumínio, gálio, índio e fósforo), já os responsáveis pelas tonalidades verdes e azuis são os que utilizam os compostos

InGaN (índio, gálio e nitrito) (SCHULZE et al., 2014). O esquema de funcionamento dos LEDs está representado na Figura 4.

Figura 4 - Diagrama simplificado mostrando o funcionamento dos LEDs.



Fonte: Adaptado de Schulze et al. (2014).

Os LEDs vêm sendo utilizados em substituição às lâmpadas fluorescentes durante o cultivo das microalgas, uma vez que possuem características de comprimento de onda de banda estreita, alta eficiência, baixo consumo de energia, tempo de vida mais longo, dissipação de calor mais baixa, menor massa e menor volume. Além disso, as fontes de luz comuns como as lâmpadas fluorescentes, possuem uma combinação de espectros de luz eficientes e ineficientes para o crescimento de microalgas ou, ainda, seus comprimentos de onda podem não cobrir as bandas de absorção dos pigmentos de clorofila das microalgas (ATTA et al., 2013; SCHULZE et al., 2014; OOMS et al., 2016).

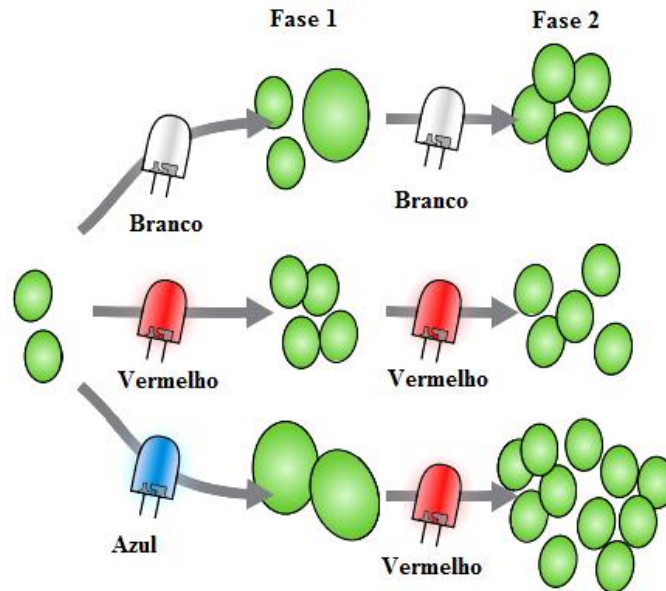
De acordo com OOMS et al. (2016), os outros benefícios do LED incluem a personalização do espectro emitido, uma vez que é possível obter LEDs com diferentes comprimentos de onda (em todo espectro de cores), alto grau de controle espacial e temporal, ou seja, todos os fótons caminham na mesma direção, sem qualquer difusão da luz, garantindo, assim, a eficiência luminosa e podendo compensar a intensidade, intermitência e o ciclo dia/noite da luz solar. Ainda, as fontes de luz artificiais como os LEDs permitem que os locais de cultivo das microalgas sejam desacoplados do aparelho de coleta de luz solar, como no caso de fotobiorreatores tubulares onde os tubos, ou coletores solares, devem estar dispostos para máxima

captura da luz solar. Esses tubos possuem 0,1 m ou menos de diâmetro. O diâmetro do tubo é limitado para garantir uma alta produtividade da biomassa do fotobiorreator, já que a luz solar não penetra muito profundamente na cultura densa de algas (CHISTI, 2008). Assim, o uso de LEDs simplifica a geometria do reator e torna o posicionamento do reator mais manejável, já que o mesmo não precisa ficar direcionado de acordo com a posição do sol.

Em um estudo, Kim et al. (2014a) examinaram o efeito de comprimento de onda específico dos LEDs na produtividade da microalga *Chlorella vulgaris*. Nos experimentos, a intensidade luminosa utilizada foi $100 \mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$ ($1 \mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1} = 1 \mu\text{mol}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) para luz azul (430 a 465 nm) e vermelha (630 a 665 nm). Foi realizada uma comparação entre os comprimentos de onda da luz azul ou vermelha contínua e alternando os comprimentos de onda da luz azul para a vermelha e da luz vermelha para a azul. Dos resultados, a troca da luz azul em primeiro lugar e depois a luz vermelha (luz azul três dias de experimento e vermelha por dois dias) apresentou o melhor desempenho em comparação com os outros ensaios, observando-se um aumento de aproximadamente 18 a 20% da produtividade. A Figura 5 ilustra um esquema do aumento do tamanho das células sob luz azul e, posteriormente, induzindo a taxa de divisão mais elevada pela exposição à luz vermelha.

De acordo com Kim et al. (2014a), uma possível explicação para os resultados observados é que a luz vermelha favorece a divisão celular para as células de *Chlorella vulgaris*, gerando células de tamanho pequeno com menor potencial para aumentar o volume celular ainda que se utilize a luz azul posteriormente. Por outro lado, a iluminação inicial da luz azul induz células de maior tamanho com altos potenciais para divisão celular sob a posterior luz vermelha, melhorando, assim, a produção global. Cabe ressaltar que todos os ensaios deste experimento foram realizados em frascos Erlenmeyer de 1000 mL e sob iluminação contínua.

Figura 5 - Esquema ilustrando a influência da alteração dos comprimentos de onda da luz vermelha e azul no crescimento da microalga verde *Chlorella vulgaris*.



Fonte: Adaptado de Ooms et al. (2016).

Em outra pesquisa, para avaliar as eficiências de remoção de N e P e o crescimento de microalgas, Kim et al. (2013) utilizaram LEDs devido à possibilidade de se controlar os comprimentos de onda. Foi utilizada a luz azul ($\lambda = 400$ a 500 nm, com pico em 450 nm), verde ($\lambda = 470$ – 580 nm, com pico em 525 nm), vermelha ($\lambda = 600$ – 700 nm, com pico em 670 nm) e a luz branca ($\lambda = 400$ – 700 nm) para controle, e foram avaliadas, ainda, diferentes proporções de mistura de comprimento de onda da luz azul e vermelha. Nesta mistura, a luz verde não foi utilizada devido ao maior consumo de energia elétrica e baixa taxa de produção de microalgas. Todos os experimentos foram realizados na intensidade de luz de $100 \mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. Dos resultados, a mistura dos comprimentos de onda da luz vermelha e azul aumentou a taxa de produção de microalgas e as taxas de remoção dos nutrientes em comparação com um único comprimento de onda de luz. Sendo que, nas proporções que favoreciam a luz azul ou vermelha, o efeito era negativo na remoção de P, portanto, as proporções de mistura vermelho:azul de 5:5 e 3:7 foram as que obtiveram melhor resultado. Portanto, a partir deste estudo, observa-se que a mistura de luz azul e luz vermelha na proporção adequada é eficaz para a remoção de P em águas residuárias usando microalgas.

Silva (2016) avaliou o tratamento de águas residuárias a partir de microalgas em fotobiorreatores operados em regime batelada e iluminados por LEDs. Dos resultados

encontrados pela autora, a melhor produção de biomassa ocorreu com o uso do LED vermelho, porém, o uso do LED azul na intensidade luminosa de $500 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$ e tempo de quatro dias mostrou ser mais favorável economicamente. De acordo com a autora, ao se trabalhar com sistemas em que muitas variáveis são capazes de influenciar, mas não se conhece sua magnitude, pode-se realizar o planejamento de triagem que é um tipo de planejamento que auxilia na verificação, de maneira simultânea, do real efeito das diversas variáveis sobre o sistema estudado, além da possível interação entre elas. Em seu trabalho, a melhor porcentagem de remoção de P ocorreu nesta etapa de triagem com 40,32% de remoção, utilizando LED azul com intensidade luminosa de $500 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ durante 4 dias de operação.

Por fim, a maior remoção de P foi de 35%, quando o fotobiorreator otimizado era iluminado 24 horas por dia por LED com a cor azul e intensidade luminosa de $700 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$. O melhor resultado obtido na remoção de N na etapa de triagem ocorreu nos fotobiorreatores iluminados pela cor azul, com fluxo luminoso de $2000 \mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$, durante um tempo de operação de 12 dias, correspondendo a 78,55% de remoção.

Ainda de acordo com Silva (2016), após a etapa de triagem, uma metodologia de análise de superfície de resposta foi executada para encontrar os valores das variáveis que produziram a melhor resposta desejada. Esta metodologia baseia-se na construção de modelos matemáticos empíricos que geralmente empregam funções polinomiais lineares ou quadráticas para descrever o sistema estudado e, conseqüentemente, dão condições de explorar o sistema até sua otimização. No entanto, com relação à remoção de P, a etapa de superfície de resposta mostrou que a melhor configuração em termos de tempo e intensidade luminosa foi de $700 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ do LED azul, durante 15 dias de operação, havendo remoção de 30,64% de P.

Nos experimentos de Park et al. (2012), a eficiência de remoção total de P e N na água residuária atingiu valores entre 90 e 100% e foi diretamente relacionada com a taxa de crescimento das microalgas. Dos LEDs utilizados como fonte de luz, observou-se que o LED azul tinha maior influência na fase inicial do crescimento das microalgas, enquanto o LED vermelho tinha efeito significativo na fase posterior do crescimento. Sendo assim, a produção de microalgas utilizando água residuária como meio de cultivo e sob iluminação de LEDs no comprimento de onda da luz azul e vermelha representa uma opção viável economicamente e tecnicamente, além de ser ambientalmente atrativa em termos de tratamento biológico de águas residuárias.

Como visto acima, diferentes trabalhos são realizados utilizando microalgas no tratamento de águas residuárias. Muitos estudos visam avaliar a atividade de uma única espécie de microalga em fotobiorreatores de pequena escala (geralmente 1 L), mas ainda não foram definidas as melhores condições de cultivo de cada espécie de microalga objetivando a melhor remoção de nutrientes e matéria orgânica pela interação ecológica com bactérias, por exemplo. A máxima remoção de P e N alcançada em diferentes estudos, por determinadas microalgas, bem como as condições que levaram a esta máxima remoção (fonte de luz, intensidade luminosa, meio de crescimento e local de cultivo) estão apresentadas na Tabela 1.

Da Tabela 1, as maiores remoções de P e N encontradas foram para os trabalhos que utilizaram lâmpadas fluorescentes como fonte de luz (>96% e 100%). Ainda, os trabalhos que utilizaram LED vermelho e azul também apresentaram uma boa eficiência de remoção dos nutrientes. Não é possível observar uma relação direta da intensidade da luz com a remoção de P e N, portanto, é interessante observar que o trabalho de Park et al. (2012) utilizou a menor intensidade da luz e obteve uma das maiores remoções de nutrientes apresentadas. Cabe aqui ressaltar que todos os trabalhos apresentados na Tabela 1 foram operados em regime batelada.

Das pesquisas analisadas, as que utilizaram lâmpadas fluorescentes foram mais eficientes em relação à remoção de P e N. Por outro lado, existem diversas vantagens dos LEDs em comparação com as lâmpadas incandescentes e fluorescentes, como a alta eficiência luminosa e baixo consumo energético. Além disso, alguns trabalhos já citados anteriormente (KIM et al., 2013, 2014a; OOMS et al., 2016) utilizaram a alteração dos comprimentos de onda de luz de LED azul para a luz vermelha no cultivo de microalgas para o tratamento de águas residuárias, e estes trabalhos apresentaram um aumento na produtividade das algas e maior eficiência na remoção de nutrientes em comparação com a utilização de uma única cor da luz de LED (comprimento de onda único).

Diante do exposto, nesse trabalho foi definido que seriam utilizados LEDs como fonte de luz artificial para o cultivo de microalga objetivando o tratamento de água residuária sintética. Foi testada, então, a combinação de dois comprimentos de onda representados pelas cores azul e vermelho, já que esta manipulação dos comprimentos de onda vem apresentando bons resultados de acordo com a literatura.

Tabela 1 - Máxima remoção de N e P por microalgas em diferentes trabalhos.

Local de Cultivo	Microalga	Meio de Crescimento	Fonte de luz	Intensidade Luminosa $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$	Remoção de N e P (%)	Referência
Erlenmeyer de 1 L	<i>Chlorella vulgaris</i>	Água residuária sintética (OECD 1996)	LED vermelho	800, 1200 e 1600	P:94 N: 84 (6º dia)	Yan et al. (2013a)
Erlenmeyer de 0,1 L	<i>Chlorella vulgaris</i>	Água residuária sintética (OECD 1996)	LED vermelho	2000	P:74, N:79 (6º dia)	Yan et al. (2013b)
Erlenmeyer de 0,1 L	<i>Chlorella vulgaris</i>	Lodo de digestão anaeróbia	LED vermelho	2300	P: 92, N: 85 (3º dia)	Yan et al. (2013c)
Fotobiorrea-tores (2,8L)	<i>Chlorella Beyerinck</i>	Água residuária sintética	LED azul	500 e 700 $\mu\text{E m}^{-2} \text{s}^{-1}$ *	P: 40, N: 96 (4º dia)	Silva (2016)
Fotobiorreatores 1 L	<i>Chlorella</i> sp.	Meio de cultura BG 11	LED vermelho	2000	P: 73, N: 78 (7º dia)	Zhao et al. (2013)
Frascos de 0,25 L	<i>Chlorella Vulgaris</i>	Água residuária municipal	LED vermelho e azul	135	P e N: ~ 95 (6º dia)	Park et al. (2012)
Erlenmeyer de 1 L	<i>Chlorella Vulgaris</i>	Água residuária sintética (OECD 1996)	LED Vermelho	2000	P: 74, N: 79 (6º dia)	Xu et al. (2013)
Erlenmeyer de 1 L	Cultuta mista	Água residuária de indústria de carpete	Lâmpadas fluorescentes	75-80	Remoção de nutrientes > 96 (3º dia)	Chinnasamy et al. (2010)
Fotobiorreator de 4 L	<i>Chlorella vulgaris</i>	Água residuária doméstica	LED azul e vermelho	120,8-161,1	P: 77, N: 88 (29º dia)	Gao et al. (2016)
Frascos Cilíndricos de 0,5 L	<i>Neochloris oleoabundans</i>	Água residuária municipal	Lâmpadas fluorescentes	1280 Lumens**	P: 100 N: 99,9 (3º dia)	Wang e Lan (2011)

Fonte: Elaborado pela autora (2018).

* 1 E = 1 mol de fótons.

** Unidade de medida de fluxo luminoso.

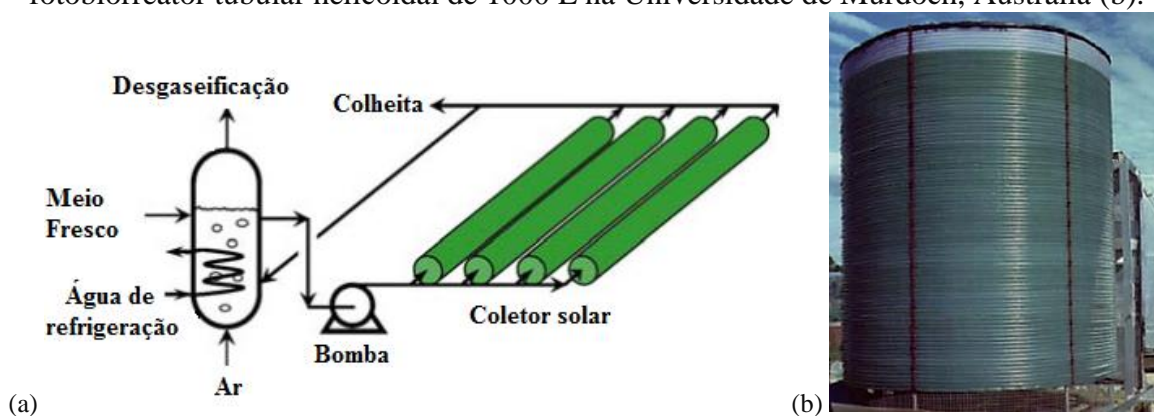
3.5 Cultivo de microalgas em fotobiorreatores iluminados por LEDs

Existem diversos biorreatores que podem ser utilizados no cultivo de microalgas tanto para a remoção de nutrientes de águas residuárias quanto para produção de biomassa. Exemplos destes biorreatores são as LATs, “*open ponds*”, fotobiorreatores e reatores de tanques verticais. Ao contrário das “*open ponds*”, os fotobiorreatores fechados permitem crescimento de monoculturas de microalgas por longos períodos devido aos menores riscos de contaminação e, além disso, têm como principal vantagem a produção de grandes quantidades de biomassa. O cultivo de monoculturas nestes sistemas é interessante quando se quer avaliar a atividade de uma única espécie de microalga (CHISTI, 2008; RAWAT et al., 2011).

Os fotobiorreatores consistem em tubos de vidro ou de plástico, geralmente transparentes, e durante o cultivo de microalgas podem ser iluminados naturalmente ou artificialmente com lâmpadas fluorescentes ou LEDs. Podem ainda oferecer um melhor controle das condições de cultivo e ser operados em diferentes configurações como fotobiorreatores tubulares, placa plana, coluna de bolhas, Airlift e tanques agitados (XU et al., 2009; RAWAT et al., 2011).

Os fotobiorreatores tubulares, como os da Figura 6, consistem em tubos transparentes dispostos em paralelo ou em forma espiral e geralmente são feitos de plástico ou de vidro. Os fotobiorreatores tubulares totalmente fechados são bastante atraentes para a cultura pura em larga escala de microalgas e neste tipo de reator as algas são circuladas através dos tubos por uma bomba (XU et al., 2009; ABDEL-RAOUF et al., 2012).

Figura 6 - Fotobiorreator tubular com tubos horizontais de funcionamento paralelo (a) e fotobiorreator tubular helicoidal de 1000 L na Universidade de Murdoch, Austrália (b).



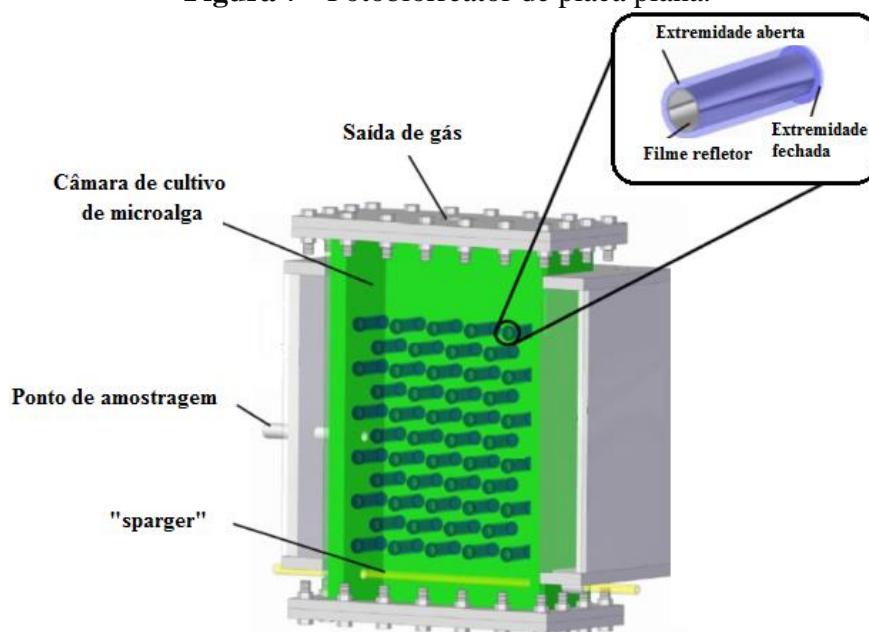
Fonte: Adaptado de CHISTI (2008).

Durante a fotossíntese, as microalgas produzem o oxigênio que não pode ser removido dentro dos tubos e, com isso, vai se acumulando. Isto faz com que a remoção de gás seja

necessária a partir de outro sistema, uma vez que o acúmulo de oxigênio pode inibir a fotossíntese. Da Figura 6 (a), a cultura passa periodicamente dos tubos para uma zona de degaseificação que é borbulhada com ar para retirar o oxigênio acumulado e o caldo essencialmente livre de bolhas retorna aos tubos coletores solares. Assim, além da limitação de diâmetro dos tubos já citada anteriormente, os tubos não devem exceder o comprimento de 80 m, mas o comprimento exato depende de vários fatores, incluindo a concentração da biomassa, a intensidade da luz, a taxa de fluxo e a concentração de oxigênio na entrada do tubo. Na figura 6 (b), observa-se que os tubos podem ser feitos de plástico flexível e enrolados em torno de uma estrutura de suporte para formar um fotobiorreator tubular helicoidal. Estes tipos de fotobiorreatores são potencialmente úteis para o cultivo de microalgas em um pequeno volume, que pode ser utilizado posteriormente para inocular fotobiorreatores tubulares em escala industrial, utilizados para a produção de biodiesel, por exemplo (CHISTI, 2008).

Os fotobiorreatores de placa plana possuem grande área superficial exposta à iluminação e podem ser posicionados verticalmente ou inclinados num ângulo ótimo à fonte de luz. Sua espessura de parede pode ser mais fina que no fotobiorreator tubular (XU et al., 2009; BRENNAN; OWENDE, 2010). Um esquema do fotobiorreator de placa plana está apresentado na Figura 7 abaixo.

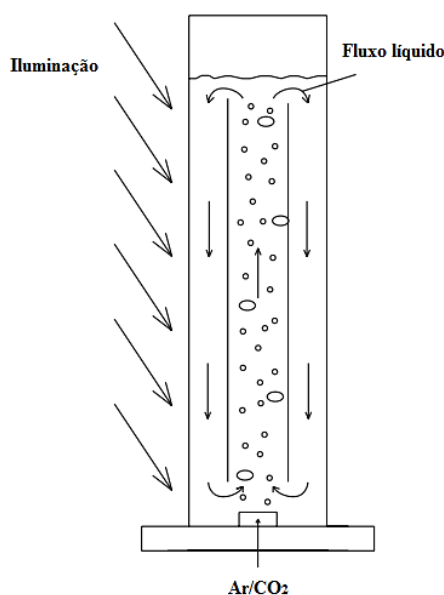
Figura 7 - Fotobiorreator de placa plana.



Fonte: Adaptado de Sun et al. (2016).

Fotobiorreatores Airlift e de coluna de bolhas são dispositivos simples bastante utilizados em bioprocessos, no tratamento de águas residuárias e na indústria de processos químicos. São fotobiorreatores de coluna vertical, compactos, de baixo custo e fáceis de operar. Os fotobiorreatores de tanque agitado foram inicialmente propostos para o cultivo de microalgas, utilizando fontes de luz artificial ou a luz solar, estes podem ser operados em regime contínuo funcionando como um amplificador de biomassa da cultura inoculada (XU et al., 2009). A Figura 8 abaixo ilustra um fotobiorreator Airlift. Como pode ser observado, na parte inferior do reator, tem-se a injeção de gás, sendo uma das desvantagens deste sistema, o gasto energético para injeção de CO₂ e ar.

Figura 8 - Fotobiorreator Airlift.



Fonte: Adaptado de Xu et al. (2009).

Existem vários desafios durante o cultivo de microalgas, como minimizar a contaminação, fornecimento adequado de dióxido de carbono e luz, controle das condições de cultivo, redução nos custos e redução do espaço requerido para cultivo (XU et al., 2009). Quando aplicada ao tratamento de águas residuárias, o crescimento de outras espécies microalgas não é um problema, pois, em águas residuárias, é difícil garantir o crescimento de uma cultura pura.

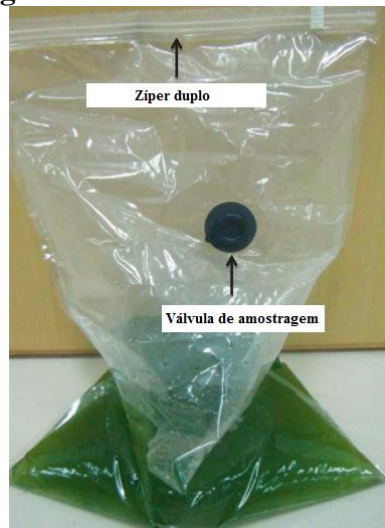
Durante muito tempo, os sistemas de lagoas abertas dominavam os sistemas de cultivo de microalgas, porém, nas últimas décadas, a bioengenharia e biotecnologia vêm progredindo com relação à produção eficiente de biomassa a partir da construção de fotobiorreatores, principalmente, tubulares e de placas planas. As aplicações comerciais de LEDs em

fotobiorreatores são limitadas, por outro lado, os LEDs vêm se tornando cada vez mais comuns nas pesquisas com microalgas em escala laboratorial (XU et al., 2009; OOMS et al., 2016).

Diferentes estudos vêm sendo desenvolvidos na avaliação do comprimento de onda e intensidade da luz dos sistemas de cultivos de microalgas em fotobiorreatores iluminados por LEDs. Ge et al. (2013), por exemplo, avaliaram o cultivo da microalga *Chlorella vulgaris* em águas residuárias sintéticas para remoção de poluentes. Esses autores utilizaram diferentes comprimentos de onda e intensidades de LEDs. Os experimentos foram conduzidos em frascos Erlenmeyer contendo 0,4 L de água residuária sintética e 0,2 L de *Chlorella vulgaris*. Foram utilizados LEDs nos comprimentos de onda da luz vermelha, branca, amarela e azul sob a intensidade de luz de $2500 \mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. Como a *Chlorella vulgaris* apresentou melhor crescimento no comprimento de onda da luz vermelha, foram avaliadas diferentes intensidades de luz utilizando o LED vermelho (500, 1000, 1500, 2000, 2500 e 3000 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$). Os melhores resultados neste estudo foram encontrados com crescimento da *Chlorella vulgaris* utilizando LED vermelho e intensidade de luz de $2000 \mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$.

Zhao et al. (2013) avaliaram diferentes comprimentos de onda e intensidade de luz no crescimento da *Chlorella vulgaris* com objetivo de remover nutrientes e produzir biogás. Os experimentos foram conduzidos em 96 fotobiorreatores de sacola, como mostrado na Figura 9, sendo 24 tipos de tratamento em quadruplicata, e foram utilizados LEDs nos comprimentos de onda da luz vermelha, branca, amarela e azul, sob as intensidades luminosas de 400, 800, 1200, 1600, 2000 e 2400 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. Os melhores resultados foram obtidos utilizando o LED na cor vermelha e a melhor intensidade de luz foi determinada para ser entre 1200 e 1600 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$.

Figura 9 - Fotobiorreator de sacola.



Fonte: Adaptado de Zhao et al. (2013).

Yan et al. (2013b) utilizaram frascos Erlenmeyer em um equipamento Jar-Test e avaliaram o efeito do comprimento de onda e intensidade da luz no crescimento da microalga *Chlorella vulgaris* para o tratamento de água residuária sintética. Foram avaliados LEDs nas cores: amarelo, vermelho, branco, roxo, azul e verde. A intensidade luminosa utilizada foi de $2000 \mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$, posteriormente, o comprimento de onda com melhor resultado seria avaliado nas intensidades de 400, 800, 1200, 1600, 2000 e 2400 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. O crescimento da *Chlorella vulgaris* apresentou melhor resultado no comprimento de onda da luz vermelha, seguido do branco, amarelo, roxo, azul e verde, o que indica que a luz vermelha é o comprimento de onda ótimo para o crescimento desta microalga. Wang et al. (2007) avaliaram o cultivo de *Spirulina platensis* utilizando LEDs e, assim como Yan et al. (2013a) e Xu et al. (2013), concluíram que o comprimento de onda da luz vermelha apresenta um melhor resultado para o crescimento da biomassa das microalgas e, no caso dos dois últimos, no tratamento de Água residuária sintética.

Silva et al. (2017) avaliaram a eficiência de três configurações de fotobiorreatores iluminados por LEDs, na cor branca, de baixa intensidade luminosa ($52, 160$ e $390 \mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$), operados em batelada e volume útil de 24 L para tratar água residuária doméstica. Dos resultados, todos fotobiorreatores apresentaram elevada produção de biomassa, sendo os valores medidos superiores a $250 \text{mg}\cdot\text{L}^{-1}$ SSV.

Pode-se observar, diante dos estudos citados, que a maior produção de biomassa de microalga ocorreu, na maioria, quando os sistemas de cultivo eram iluminados por LED vermelho. Por outro lado, as pesquisas com alteração dos comprimentos de onda dos LEDs ainda são recentes, sendo este um dos motivos que geraram interesse em se avaliar a combinação de comprimentos de onda da luz no presente estudo. Com relação à intensidade luminosa, optou-se por trabalhar com uma baixa intensidade em primeiro momento, uma vez que o trabalho de Silva et al. (2017) utilizou intensidades luminosas mais baixas aliadas a um sistema de agitação, e obtiveram boa eficiência tanto no crescimento de biomassa quanto no tratamento de águas residuárias. Outros estudos com fotobiorreatores utilizando os LEDs como fonte de luz estão apresentados na Tabela 2.

Tabela 2 - Aplicação de fotobiorreatores em diferentes trabalhos, incluindo o modo de operação, a espécie de microalga, o meio de crescimento, o comprimento de onda do LED e intensidade luminosa.

Local de Cultivo	Modo de operação	Espécie de microalga	Meio de Crescimento	Comprimento de onda (Cor)	Intensidade Luminosa ($\mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$)	Referência
Fotobiorreator 2,8 L	Batelada	Consórcio de microalgas	Água residuária sintética	Azul, vermelho e branco	Entre 500 e 2000	Silva (2016)
Frasco de 0,5 L.	Batelada	<i>Chlorella vulgaris</i>	Meio Basal (BBM)	Azul	100, 200 e 300	Atta et al. (2013)
Frascos de 0,25 L	Batelada	<i>Microcystis aeruginosa</i> e <i>Chlorella vulgaris</i>	Água residuária	Branco, azul, vermelho, verde e amarelo	70, 100, 135, 150 e 175	Park et al. (2012)
Biorreator tipo <i>Airlift</i> de 0,232 L, 1,02 L e 2,186 L	Contínuo	<i>Chlorella pyrenoidosa</i>	Meio mineral saturado de nutrientes (BG 11)	Vermelho, azul	14 a 70	Matthijs et al. (1996)
Frascos 0,5 L	Batelada	<i>Spirulina platensis</i>	Meio Zarrouk	Vermelho, branco, amarelo, verde e azul	0, 750, 1500 e 3000	Chen et al. (2010)

Fonte: Elaborada pela autora (2018).

Dos diferentes biorreatores existentes, observa-se, de acordo com a literatura citada, que os fotobiorreatores vêm sendo bastante estudados e vêm apresentando boa eficiência tanto no cultivo de microalgas quanto na remoção de nutrientes em águas residuárias. Godos et al. (2009) caracterizaram as LATs como sendo fotobiorreatores abertos projetados para combinar crescimento de microalgas e produção fotossintética de O_2 com o tratamento de água residuária. Por outro lado, alguns autores (BRENNAN; OWENDE, 2010; CRAGGS et al., 2012; SANTIAGO et al., 2013) citam que, comparadas aos fotobiorreatores fechados, as LATs são mais simples e possuem menor custo operacional. A partir disso, no presente projeto de pesquisa, surge o interesse de utilizar, como sistema de tratamento de águas residuárias iluminado por LEDs, os fotobiorreatores abertos, mais especificadamente um sistema simulando o funcionamento das LAT, que serão abordadas a seguir.

3.6 Produção de biomassa de microalgas e tratamento de águas residuárias em LATs

As LATs são fotobiorreatores abertos utilizados tanto para o tratamento de águas residuárias via microalgas quanto no cultivo de biomassa a partir do reúso da água residuária. Assim como as lagoas de estabilização convencionais, nas LATs, o tratamento da água residuária em função da remoção de matéria orgânica ocorre através da interação ecológica entre microalgas e bactérias bem como através da utilização da matéria orgânica por microalgas mixotróficas (GODOS et al., 2009; ASSEMANY, 2013; SANTIAGO, 2013; SILVA, 2016).

Estas lagoas são tipicamente construídas através de canais de recirculação em forma de anel fechado, oval (BRENNAN; OWENDE, 2010; SANTIAGO et al., 2013) e geralmente possuem uma profundidade entre 0,3 e 0,5 m (MONTEMEZZANI et al., 2015). A mistura e a circulação nas LATs são necessárias para estabilizar o crescimento e produtividade das algas. De acordo com Santiago et al. (2013), a leve mistura em LATs agrega vantagens a este sistema como a prevenção da sedimentação celular, eliminação da estratificação térmica, melhor distribuição de nutrientes, utilização mais eficiente da luz pelas microalgas e remoção do oxigênio produzido pelas algas por meio da fotossíntese, melhorando a transferência ar-líquido e evitando a inibição da fotossíntese devido ao excesso deste elemento.

Segundo Arbib et al. (2017), as LATs fornecem um tratamento de águas residuárias economicamente viável e eficiente além da produção de biomassa de microalgas com consumo mínimo de energia. Além disso, as LATs superam muitas das desvantagens das lagoas convencionais, como a baixa e variável qualidade de efluente e a remoção limitada de nutrientes e patógenos. Há ainda o benefício adicional de recuperar nutrientes de águas residuárias por meio da retirada de biomassa de microalgas para uso em fertilizantes, na produção de biocombustível e para alimento de animais, após processos de separação e purificação (BRENNAN; OWENDE, 2010; CRAGGS et al., 2012; SANTIAGO et al., 2013).

De acordo com Couto et al. (2014), apesar das desvantagens, como a dificuldade de se estabelecer uma cultura pura (quando o objetivo é estudar uma única espécie), as perdas por evaporação e a maior necessidade de área, as LATs ainda são uma das principais alternativas para tratamento de águas residuárias e produção de biomassa. Ainda que as LATs já sejam uma tecnologia estabelecida e que suas principais vantagens sejam os baixos custos de instalação e de consumo de energia, existem oportunidades de se otimizar a sua utilização para aumentar ainda mais a produção de biomassa de microalgas e a remoção de nutrientes de águas residuárias. Como exemplo, tem-se a possibilidade de alterar a profundidade das LATs,

realizar suplementação do sistema com CO₂ e alterar a intensidade da luz que a LAT irá receber (SUTHERLAND et al., 2014a). No quadro a seguir, apresenta-se uma comparação entre as LATs (fotobiorreatores abertos) e diferentes tipos de fotobiorreatores fechados.

Quadro 1 - Comparação entre fotobiorreatores fechados e LATs.

Sistema	Vantagens	Desvantagens
LAT	Relativamente barato; limpeza fácil; fácil manutenção; baixo consumo de energia.	Baixa produtividade de biomassa; grande área necessária; culturas são facilmente contaminadas.
Fotobiorreatores tubulares	Grande área de iluminação; relativamente barato; boa produtividade de biomassa.	Acúmulo de material indesejado; requer elevada área; formação de gradientes de pH, OD e CO ₂ .
Fotobiorreator de placa plana	Elevada produtividade de biomassa; grande área de iluminação; baixa acumulação de oxigênio; boa trajetória de luz; fácil de esterilizar.	Dificuldade no controle de temperatura; pequeno grau de estresse hidrodinâmico.
Fotobiorreator de Coluna	Compacto; baixo consumo de energia; elevada transferência de massa; boa mistura.	Pequena área de iluminação; alto custo comparado a lagoas abertas.

Fonte: Adaptado de Brennan e Owende (2010).

Os principais poluentes removidos em uma LAT são a matéria orgânica, nutrientes e patógenos. No caso da matéria orgânica solúvel, esta remoção pode ocorrer através da ação de bactérias heterotróficas e algas mixotróficas e a matéria particulada ao agregar ao floco de alga/bactéria favorece posteriormente sua sedimentação, resultando, assim, em sua remoção. A remoção de patógenos nas LATs é dada através das radiações UVA (320-400 nm) e UVB (280-320 nm), que estão relacionadas ao decaimento de organismos indicadores de contaminação, como a *E. coli*. Outros fatores que afetam a taxa de remoção destes organismos são a temperatura, o pH e a concentração de algas (PINTO; ONOYAMA, 1991; GARCÍA et al., 2006; SANTIAGO, 2013). De acordo com Montemezzani et al. (2015), as LATs podem fornecer um tratamento eficiente de águas residuárias, em nível terciário, onde as microalgas removem nutrientes (N e P) que poderão, posteriormente, ser recuperados em sua biomassa.

O foco do presente projeto é a produção de biomassa de microalgas, a remoção de matéria orgânica carbonácea e análise do comportamento dos nutrientes N e P em um fotobiorreator aberto simulando o funcionamento de LAT e iluminado por LED. Como foi dito as LATs possuem baixo consumo energético, por outro lado não foi encontrada na literatura a utilização desses sistemas iluminados por LEDs (Como poderá ser observado na

Tabela 3). Deste modo, outro foco dado neste estudo foi em termos do consumo energético da iluminação artificial utilizada para o crescimento das microalgas visando o tratamento de água residuária.

O princípio básico do tratamento de águas residuárias objetivando a remoção de nutrientes em LATs, assim como o processo de estabilização da matéria orgânica, é a maximização da produção de biomassa de microalgas através da utilização eficiente da energia luminosa, portanto, a fotossíntese das microalgas é a força motriz da assimilação de nutrientes e da produção de biomassa (PINTO; ONOYAMA, 1991; SUTHERLAND et al., 2014b). Segundo Picot et al. (1991), a remoção de nutrientes como P e N nas LATs ocorre por meio de dois mecanismos. O primeiro deles é a incorporação dos nutrientes na biomassa das microalgas, e o segundo ocorre através de processos dependentes do pH do sistema como a volatilização do N e a precipitação do P. A assimilação de nutrientes pelas algas, segundo esses autores, é mais significativa para o N, uma vez que representa 7% do peso seco das algas, enquanto o P representa 1%.

Cromar et al. (1992) alcançaram taxas de remoção de P de 46% e 74% operando duas LATs sob tempo de detenção hidráulica (TDH) de 4 e 6 dias, com velocidade de fluxo de 20 cm s⁻¹ e recebendo diferentes taxas de carga de DQO, 100, 350 e 600 kg DQO ha⁻¹.d⁻¹. A remoção de N apresentou valores entre 60 e 80%. Porém, neste estudo, a maior parte do P e N foi acumulada pelas frações de biomassa floculenta e bacteriana, e menor parte foi absorvida pelas microalgas.

Picot et al. (1991) avaliaram a remoção de nutrientes em LATs no clima mediterrâneo sob TDH de 8 dias no inverno e 4 dias no verão devido à condição climática. A velocidade de fluxo utilizada foi entre 15 e 20 cm.s⁻¹. Nesse estudo, foi alcançada remoção de P na faixa de 71% e remoção de NH₄⁺ de 94%, durante os experimentos. De acordo com os autores, as algas podem contribuir na remoção de P através do processo de “absorção de luxo”, na qual a alga incorpora o P em sua biomassa.

Pinto e Onoyama (1991) avaliaram LATs no tratamento de águas residuárias domésticas após tratamento preliminar. O TDH utilizado foi de 4 dias e carga de 700 kg DQO ha⁻¹.d⁻¹. A porcentagem de remoção de nutrientes (N e P) alcançada foi de 88%. No estudo de García et al. (2006), a maior taxa de remoção de P encontrada foi 43% e 73% para o N, utilizando LATs para tratamento de água residuária urbana. Nesse estudo, foram utilizados diferentes TDH (3 e 10 dias), a carga de DQO aplicada entre 8,2 e 28 g DQO m².d⁻¹ e velocidade de fluxo de 9 cm.s⁻¹.

Dos estudos mais recentes, Santiago et al. (2013) avaliaram a produção de biomassa de algas e o tratamento de águas residuárias em LATs. Neste estudo, duas LATs foram avaliadas, a primeira recebia o efluente de reator UASB e a segunda recebia efluente de UASB pré-desinfectado com radiação ultravioleta (UV). As remoções de P solúvel foram na faixa de 19% e 14%, e a eficiência de remoção de NH_4^+ foi de 71% e 74% para as LATs que receberam efluente pré-desinfectado e LATs que receberam efluente não pré-desinfectado com UV, respectivamente. A ligeira maior remoção de P na LAT que recebeu efluente pré-desinfectado pode ser explicada pela assimilação do P pelas microalgas, já que nesta unidade houve maior produtividade de biomassa de microalgas e, além disso, o pH mais elevado pode ter favorecido a precipitação química do P.

Kim et al. (2014b) avaliaram a capacidade de crescimento e remoção de nutrientes de um consórcio de algas em águas residuárias municipais utilizando o sistema de LATs. A velocidade utilizada foi de $0,3 \text{ m s}^{-1}$ e diferentes TDH foram aplicados (2, 4, 6 e 8 dias). As melhores remoções de P alcançadas nesse estudo foram de aproximadamente 95,49% após 8 dias de TDH e 82,65% após um TDH de 2 dias. De acordo com o autor, a remoção de P ocorreu pela assimilação das algas, uma vez que variações no pH não favoreceram a remoção de P por precipitação. A remoção de N apresentou melhores resultados, sendo que a eficiência de remoção de NH_4^+ foi de aproximadamente 100% em todas as LATs, sugerindo que o NH_4^+ é a fonte preferencial de N.

Observa-se que, nesses trabalhos, não foram determinadas as frações de polifosfato na biomassa das microalgas. Essa determinação poderia contribuir na análise da “absorção de luxo”, uma vez que permite quantificar a concentração de polifosfato e verificar se essa concentração é significativa na biomassa. Saber a concentração de polifosfato na biomassa facilita a análise de quanto de P está sendo assimilado pelas microalgas em determinada condição de cultivo, o que poderia contribuir para o entendimento da diferença entre os percentuais de remoção de P apresentados na literatura. Existem, portanto, algumas lacunas de informações a respeito do processo de “absorção de luxo”, que é a absorção de P pelas microalgas na forma de polifosfato. Diante disso, mais pesquisas devem ser realizadas neste ramo.

A Tabela 3 apresenta os resultados de estudos que avaliaram a produtividade de microalgas e tratamento de água residuária em LATs tendo como objetivo a remoção de DQO, N e P. Como visto na Tabela 1, o volume dos fotobiorreatores utilizados nas pesquisas é muito pequeno (no máximo 4 L) e, na maior parte destes estudos, o regime de operação é o batelada. As LATs apresentadas na Tabela 3 são sistemas operados em regime semicontínuo

ou contínuo e possuem volume de trabalho muito maior que os fotobiorreatores apresentados na Tabela 1. Com relação à eficiência do tratamento, maiores remoções de nutrientes foram alcançadas nos fotobiorreatores operados em batelada chegando até mesmo à remoção completa de N e P (Tabela 1) e menor eficiência é encontrada para as LATs (Tabela 3). Isto indica a maior facilidade de controle de um sistema em batelada quando comparado a um sistema operado em regime contínuo. Por outro lado, mais pesquisas devem ser realizadas em sistemas contínuos, uma vez que possuem uma maior proximidade dos sistemas de tratamento reais.

Tabela 3 - Produtividade e tratamento de água residuária em LATs.

Característica LAT	Microalga	Produtividade de biomassa	Remoção de P (%)	Remoção de N (%)	Remoção de DQO (%)	Referência
Com desinfecção UV	Cultura mista	9,3 g.m ⁻² .d ⁻¹	19	74	30	Santiago et al. (2013)
Regime semicontínuo	<i>Chlorella Scenedesmus</i> e <i>Stigeoclonium</i>	0,5 g.L ⁻¹ .d ⁻¹	83	92	85	Kim et al. (2014b)
Com Adição de CO ₂	Consórcio microalga-bactéria	24,7 g.m ⁻² .d ⁻¹ (4 dias)	NA	60	NA	Park e Craggs (2011)
Sob condições climáticas continentais na Espanha.	Cultura mista	27,7 g.m ⁻² .d ⁻¹	<10	88	76	Godos et al. (2009)
LAT de 1,25 hectares (Adição de CO ₂).	Cultura mista	8 g.m ⁻² .d ⁻¹	19	65	Remoção DBOt* de 87%.	Craggs et al. (2012)
Com recirculação de biomassa.	Principalmente <i>Chlorella sp.</i> e <i>Stigeoclonium sp.</i>	25,8 g.m ⁻² .d ⁻¹ (No verão)	NA	97	80	Gutiérrez et al. (2016)
LAT com clarificador em série.	Cultura mista	12,7 g.m ⁻² .d ⁻¹	43	73	38	García et al. (2006)
LATs avaliadas em diferentes alturas e estações do ano.	Principalmente <i>M. pulchellum</i>	NA	34 (200 mm, inverno)	79 (200 mm, primavera)	NA	Sutherland et al. (2014)

Fonte: Elaborada pela autora (2018).

*DBOt: Demanda Bioquímica de Oxigênio Total.

NA – Não avaliado

4 MATERIAL E MÉTODOS

4.1 Apresentação

Os experimentos desta pesquisa foram desenvolvidos no Laboratório de Saneamento Ambiental da Universidade Federal de Ouro Preto, Campus Morro do Cruzeiro. Nesta seção, será descrita a metodologia de preparo da água residuária utilizada na alimentação do fotobiorreator aberto, bem como o modo de preparo do inóculo de microalgas. Também são descritas as características e a forma de construção do fotobiorreator utilizado no presente estudo, que simula o funcionamento de uma LAT, bem como, as condições operacionais. Finalmente, são apresentados os métodos experimentais realizados e todos os procedimentos de análise de rotina durante os 60 dias de operação do fotobiorreator.

4.2 Preparo da água residuária doméstica sintética

A água residuária sintética utilizada na presente pesquisa foi elaborada de acordo com a Organização para a Cooperação e Desenvolvimento Econômico (OECD, 1996). Deste modo, para cada litro (L) de água de torneira, adicionaram-se: 160 miligramas (mg) de peptona; 110 mg de extrato de carne; 30 mg de ureia; 28 mg de fosfato de potássio (mono) (K_2HPO_4); 7 mg de cloreto de sódio (NaCl); 4 mg de cloreto de cálcio di-hidratado ($CaCl_2 \cdot 2H_2O$) e 2 mg de sulfato de magnésio heptahidratado ($Mg_2SO_4 \cdot 7H_2O$). Cabe ressaltar que, durante todo o tempo experimental, utilizou-se um acréscimo na quantidade de extrato de carne. A modificação foi necessária para aproximar o valor da Demanda Química de Oxigênio (DQO) ao de uma água residuária doméstica real que, de acordo com Von Sperling (2005), apresenta-se na faixa de 450 a 800 $mg \cdot L^{-1}$.

4.3 Inóculo de microalgas

A amostra utilizada como inóculo para o crescimento das microalgas foi coletada, há aproximadamente 4 anos por Silva et al. (2017), em um tanque atualmente utilizado para criação de tilápias localizado no Instituto de Ciências Exatas e Biológicas da Universidade Federal de Ouro Preto. Foram coletados aproximadamente 3 L de amostra, sendo posteriormente levados ao laboratório de saneamento e introduzidos em um fotobiorreator com 17 L de água residuária sintética elaborada segundo OECD (1996), com acréscimo na

quantidade de extrato de carne e iluminado por fitas de LED brancas com intensidade média de $143,8 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$.

A cada 21 dias, retirou-se um volume de 10 L do fotobiorreator de inóculo e alimentou-se com 10 L de água residuária sintética nova, preparada da mesma forma descrita acima. Realizou-se essa alimentação para não ocorrer morte das células de microalgas devido à falta de nutrientes.

Realizaram-se alguns experimentos de medidas de SSV para verificar se o inóculo apresentava um valor acima de 300 mg.L^{-1} , o que representa boa quantidade de biomassa de microalgas. Após a análise, o inóculo apresentou $583 \pm 29 \text{ mg.L}^{-1}$ de SSV. Deste modo, foram coletados 2 L do inóculo de microalgas para aplicar no fotobiorreator utilizado nessa pesquisa. As características do inóculo utilizado estão apresentadas na Tabela 4 abaixo, sendo que todas as medições foram realizadas em triplicatas.

Tabela 4 - Características da amostra de microalgas utilizada como inóculo do fotobiorreator.

Variável	Valor medido
Temperatura	$22,7 \pm 0,1 \text{ }^\circ\text{C}$
OD	$6,7 \pm 0,2 \text{ mg.L}^{-1}$
pH	$7,8 \pm 0,2$
Clorofila <i>a</i>	$4,8 \pm 0,3 \text{ mg.L}^{-1}$
DQO Total	$68 \pm 4 \text{ mg.L}^{-1}$
P Total	$25 \pm 0,4 \text{ mg.L}^{-1}$
SSV	$583 \pm 29 \text{ mg.L}^{-1}$

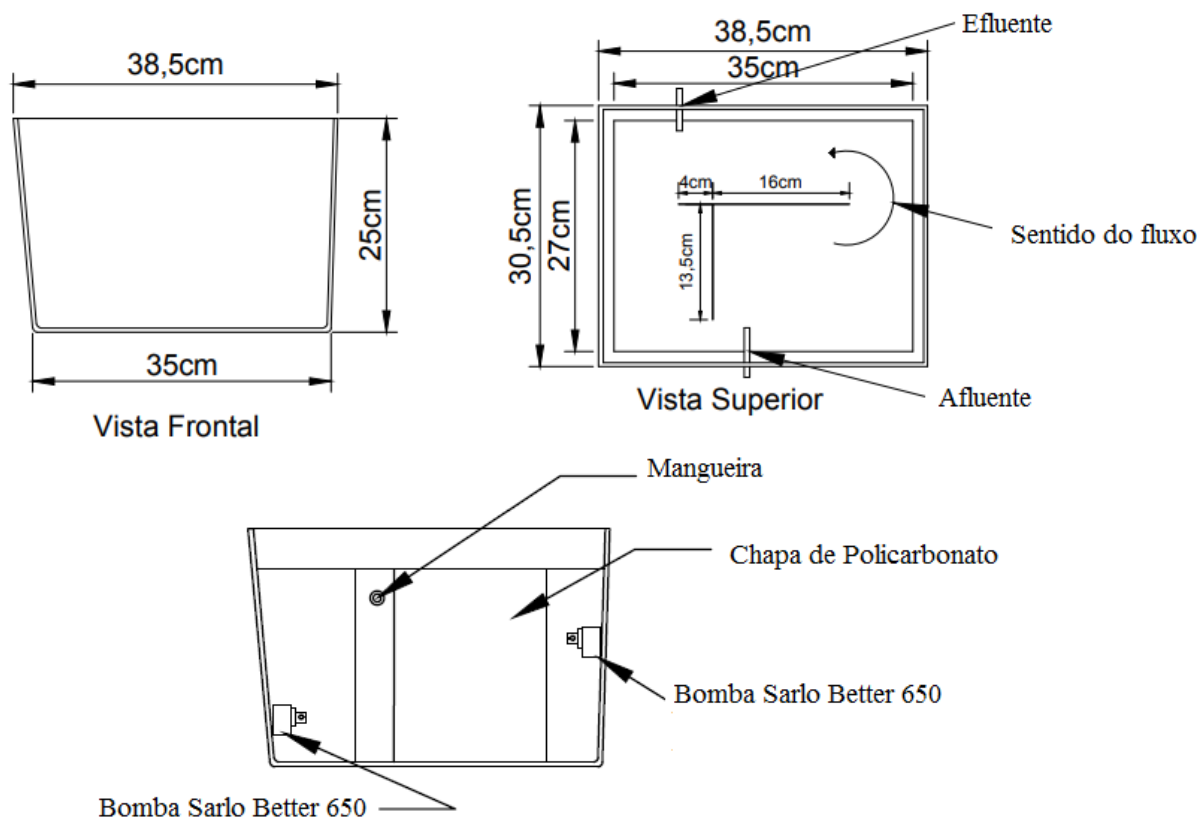
Fonte: Elaborada pela autora (2018).

A identificação das microalgas foi realizada por taxonomia utilizando as chaves de identificação. Foi utilizado um microscópio Olympus CX 31 equipado com câmera SC30, acoplado a um computador, e a partir do programa anlySIS getIT versão 5.1. As microalgas predominantes foram identificadas por Silva (2016) como uma espécie de *Chlorella*, nomeada *Chlorella* sp.

4.4 Descrição da unidade experimental

Para a realização dos experimentos, construiu-se um fotobiorreator aberto simulando o funcionamento de uma LAT, em recipiente de polietileno preto com uma configuração geométrica retangular, conforme especificações da Figura 10. A partir deste momento, para fazer referência ao fotobiorreator utilizado, será utilizada a abreviação LAT.

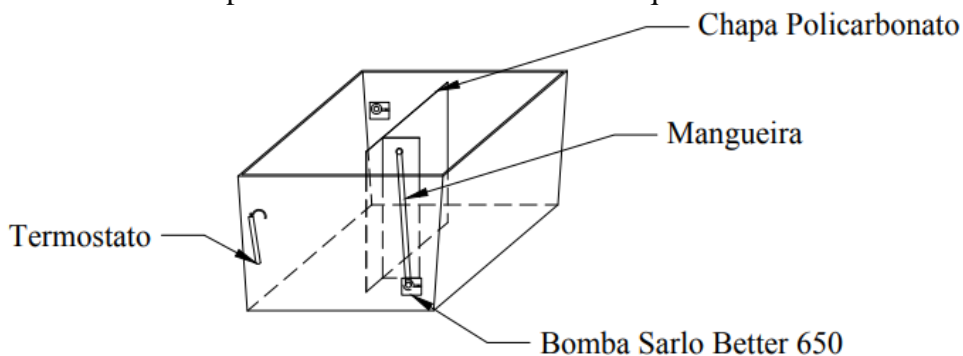
Figura 10 - Dimensões da LAT utilizada para realização dos experimentos.



Fonte: Elaborado pela autora (2018).

No centro do recipiente de polietileno, foram colocadas chapas de policarbonato dando a configuração de uma LAT. Em substituição aos pedais de uma LAT, foram utilizadas duas bombas de aquário submersas (SB1000A). As bombas de aquário permitiram que o líquido fizesse o movimento circular. Foi utilizado um termostato para controlar as variações de temperatura, mantendo-a na faixa desejável para o cultivo das microalgas, entre 25°C e 27,8°C. A Figura 11 ilustra a visão interna da LAT.

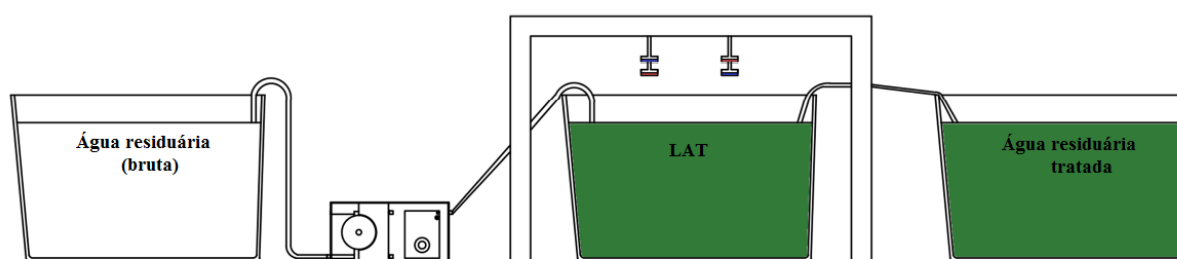
Figura 11 - Visão interna da LAT apresentando a disposição das chapas de policarbonato e das bombas de aquário.



Fonte: Elaborado pela autora (2018).

No sistema de tratamento, a água residuária era direcionada para a LAT iluminada por quatro chapas de LED montadas a partir do LED obtido de refletores holofote RGB (IP65) desmontados. Esses LEDs foram fixados em placas metálicas com 36 centímetros quadrados (cm²). As placas foram colocadas em um suporte acima da LAT e um cooler foi utilizado para evitar o aquecimento do LED e conseqüentemente o mau funcionamento. Após passagem pela LAT, a água residuária tratada efluente era direcionada para outro recipiente de polietileno, por gravidade. A Figura 12 ilustra um esquema da configuração do sistema de tratamento.

Figura 12 - Esquema ilustrativo da configuração do sistema de tratamento utilizado para estudo.



Fonte: Elaborado pela autora (2018).

Dos quatro LEDs, em dois, utilizou-se a luz vermelha e, nos outros dois, utilizou-se a luz azul. Com relação à disposição, os LEDs ficaram alternados, sendo que um LED azul e um vermelho foram colocados em cada lado da LAT, separados pela chapa de policarbonato central. Deste modo, no local em que a água residuária bruta afluente era direcionada à LAT, encontrava-se o LED azul e, de acordo com o sentido do movimento do meio líquido, após passagem pelo LED azul, a água residuária passava pelo LED vermelho seguido do outro LED azul e, por fim, o outro LED vermelho.

Os comprimentos de onda utilizados foram definidos de acordo com as pesquisas de Kim et al. (2013) e Kim et al. (2014a). Os autores avaliaram o efeito da combinação dos comprimentos de onda na cor da luz azul e vermelha, e os resultados indicaram que essa mistura de cores aumentou a produtividade do sistema com base no crescimento das microalgas em comparação com um único comprimento de onda de luz.

A proporção da luz azul:vermelha empregada no presente estudo foi de 1:1. Essa razão foi utilizada, pois Kim et al. (2013) avaliaram três diferentes proporções da mistura da luz vermelha:azul (7:3, 5:5, 3:7) e concluíram que a produção de microalgas não foi significativamente diferente nestas proporções.

A tensão e a corrente foram medidas na saída dos LEDs por meio de um multímetro digital 978MD Western. A potência foi calculada a partir dessas medidas. As medições da tensão em volts (V), corrente em ampere (A) e potência em watts (W) estão apresentadas na Tabela 5 e correspondem ao valor determinado para apenas um LED de cada comprimento de onda utilizado. Também são apresentados os comprimentos de onda da luz azul e vermelha, o modelo dos LEDs utilizados e a distância entre os LEDs e a superfície líquida.

Tabela 5 - Características dos LEDs utilizados nas LATs.

Comprimento de Onda	Modelo	Distância entre o LED e a superfície do líquido (cm)	Tensão (V)	Corrente (A)	Potência (W)
Luz vermelha (600 -700 nm)	LED RGB (IP65)	3,0	27,5	0,300	8,25
Luz azul (420-470 nm)	LED RGB (IP65)	3,0	39,0	0,230	8,97

Fonte: Elaborado pela autora (2018).

O fluxo luminoso distribuído na superfície líquida da LAT foi medido com um Foto Radiômetro da marca Delta OHM HD21012. O valor médio da intensidade luminosa foi de $815 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ e sua escolha foi baseada nas pesquisas de Wang et al. (2007), Yan et al. (2013a), Yan et al. (2013c) e Silva (2016).

Yan et al. (2013a) avaliaram o cultivo de *Chlorella vulgaris* em frascos Erlenmeyer com 0,6 L de volume útil e iluminados por LEDs em diferentes intensidades luminosas, entre $400 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ e $2400 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$. Com base nos resultados, os autores concluíram que a intensidade luminosa de $400 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ era muito baixa para manter o crescimento da microalga, enquanto a intensidade luminosa de $2400 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ era muito alta, e, conseqüentemente, ocorria fotoinibição. Wang et al. (2007) estudaram o cultivo de *Spirulina platensis* e determinaram que a utilização da menor intensidade de luz ($300 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e o cultivo da microalga no escuro alcançaram quantidades baixas e similares de biomassa. Por outro lado, a maior taxa de crescimento específico da *Spirulina platensis* ocorreu durante o cultivo da microalga sob a maior intensidade luminosa ($3000 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$). De acordo com os dados de Yan et al. (2013c), os valores de intensidade que resultaram em uma maior taxa de crescimento da *Chlorella vulgaris* foram os valores intermediários à faixa utilizada (800 a $2300 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$).

Pelo exposto, observa-se que, nas intensidades inferiores, o crescimento da microalga é pequeno ou próximo de zero e a utilização de intensidades superiores podem tanto resultar

em uma maior taxa de crescimento quanto ocasionar a fotoinibição. Portanto, no presente estudo, ficou definida a utilização de uma intensidade luminosa intermediária em relação aos valores encontrados na literatura. Deste modo, ajustaram-se os LEDs em sua maior intensidade, resultando na intensidade média utilizada ($815 \mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$).

Para dar início à operação, foram adicionados 2 L de inóculo de microalgas na LAT, que correspondem a 10% de seu volume útil (20 L), e 18 L de água residuária sintética. Dos 60 dias de operação, deixou-se o reator operando em batelada do dia 1 ao 11º dia para que as microalgas pudessem se adaptar ao novo ambiente. Durante a batelada, apenas as bombas de aquário, o termostato e os LEDs estavam em funcionamento, e manteve-se a bomba peristáltica desligada. Deste modo, não havia entrada de água residuária por meio da bomba peristáltica e nem saída da água residuária com o inóculo da LAT, caracterizando o regime de operação.

Com o fim da batelada, passou-se a operar a LAT em regime contínuo, a partir do 11º dia. Para este modo de operação, a bomba peristáltica foi acionada e a água residuária sintética alimentava a LAT continuamente. Esperou-se dois dias de operação da LAT em regime contínuo para verificar a estabilidade dos valores de OD, pH e temperatura e, no 14º dia iniciaram-se as análises. Após os primeiros 4 dias de operação em regime contínuo (16º dia de operação), a um TDH de 2,8 dias, observou-se que a vazão inicial utilizada ($7,2 \text{ L}\cdot\text{d}^{-1}$) estava elevada, e as microalgas estavam sendo “lavadas” do sistema. Deste modo, no 16º dia de operação, alterou-se a vazão para $2,88 \text{ L}\cdot\text{d}^{-1}$, resultando em um TDH de 7 dias, que se manteve até o final da operação da LAT.

4.5 Monitoramento da LAT

Os experimentos foram realizados na cidade de Ouro Preto, MG. A operação em batelada da LAT iniciou-se no dia 5 de Setembro de 2017 e finalizou-se no dia 15 de Setembro de 2017. No primeiro dia de operação, caracterizou-se a LAT por meio das análises apresentadas no quadro 2, excetuando-se a análise de NTK e, durante todo tempo de batelada, foram medidas diariamente as variáveis pH, OD e temperatura. Após o fim da batelada, operou-se a LAT em regime contínuo até o dia 3 de Novembro de 2017.

Durante os experimentos em regime contínuo, foram avaliadas diariamente as variáveis pH (pHmetro Digimed DM-22), OD (Medidor portátil Hach HQ40d. Eletrodo LDO 101) e temperatura (Medidor portátil Hach HQ40d. Eletrodo LDO 101). Além das medições diárias, foram analisadas a DQO total e filtrada, P total e filtrado, clorofila *a*, N-NO_2^- , N-NO_3^-

, N-NH_4^+ e SSV. Nos dois últimos experimentos, realizou-se ainda a análise de Nitrogênio Total Kjeldahl (NTK). O quadro a seguir apresenta a metodologia utilizada para cada análise e sua respectiva referência.

Quadro 2 - Metodologias utilizadas nos experimentos.

Variável	Princípio do Método	Referência
Temperatura	Equilíbrio térmico entre o sensor e o local de medição. Grau Celsius ($^{\circ}\text{C}$)	-
pH	Potenciométrico	-
Clorofila <i>a</i>	Espectofotométrico	NUSH (1981)
N-NO_2^-	Colorimétrico	HACH 8507
N-NO_3^-	Colorimétrico	HACH 8171
N-NH_4^+	Titulométrico	APHA (2012) 4500 C
NTK	Titulométrico	APHA (2012) 4500 D
OD	Ótico	-
DQO total e filtrada	Colorimétrico	5220 D-APHA (2012)
P total e filtrada	Colorimétrico	4500 P B-APHA (2012)
SSV	Gravimétrico	2540 B-APHA (2012)

Fonte: Elaborado pela autora (2018).

Cada análise foi realizada em triplicata. Para as análises de DQO, P e N filtradas, as amostras foram submetidas ao processo de filtração a vácuo, por meio de uma membrana de nitrocelulose com porosidade de $0,45\ \mu\text{m}$. Para análise de clorofila *a*, foram utilizadas membranas de $0,7\ \mu\text{m}$. A determinação da clorofila *a* e SSV visou avaliar o crescimento da biomassa das microalgas e, para verificar o grau em que estas duas variáveis tendem a mudar juntas estimou-se o coeficiente de Pearson (ρ) utilizando-se o programa Excel 2010. A análise de DQO teve como objetivo determinar remoção de matéria orgânica e as análises de P e as formas de N para avaliar seus respectivos comportamentos na LAT durante a operação.

4.6 Produtividade

De acordo com Ooms et al. (2016), a produtividade é a quantidade de biomassa ou produto gerado por unidade de área do espaço da instalação ou por unidade de área da superfície iluminada. Assim, a produtividade de biomassa de microalga foi calculada considerando-se a área de superfície iluminada, de acordo com a Equação 1. A unidade de produtividade é representada por grama de biomassa por metro quadrado por dia ($\text{g}\cdot\text{d}^{-1}\cdot\text{m}^{-2}$).

$$Produtividade = \frac{Q \times SSV}{A} \quad (1)$$

Em que: Q é a vazão (L.d⁻¹), SSV a concentração de biomassa (g.L⁻¹) e A, a área da superfície iluminada da LAT (m²).

4.7 Produção de oxigênio por microalgas e fator de oxigenação

Assume-se que a demanda última de oxigênio (DBOu), ou demanda de oxigênio necessária para estabilização completa da matéria orgânica, não pode exceder a quantidade de oxigênio produzido pelas microalgas durante a fotossíntese. Assim, a produção e o consumo de oxigênio devem ser equilibrados de modo a garantir que haja sempre uma quantidade de OD na água residuária durante todo tempo de operação (BOROWITZKA, M. A; BOROWITZKA, L. J., 1988; CHATTERJI, 2011).

Deste modo, para estimar a quantidade de oxigênio que, teoricamente, deve ser produzida pelas microalgas no presente estudo, somou-se a máxima concentração média de DQO removida (mg.L⁻¹) e a respectiva concentração de oxigênio remanescente (OD) na LAT, durante o mesmo dia de operação. A partir desse valor, calculou-se o consumo de energia para produção de 1 grama de oxigênio, por meio da razão da potência consumida pelos LEDs (34,44 w) e a concentração de oxigênio produzida.

O crescimento das microalgas ocorre com a concomitante produção de oxigênio. A razão entre a massa de oxigênio produzida pelas microalgas e a massa de microalgas sintetizada é denominada quociente “oxigênio:alga” (QOA). Estima-se esta razão entre 1,5 e 1,6 g_{oxigênio} (g_{microalga})⁻¹. No presente estudo, utilizou-se o valor de 1,55 g_{oxigênio} (g_{microalga})⁻¹ (BOROWITZKA, M. A; BOROWITZKA, L. J. 1988; CHATTERJI, A.K. 2011).

O fator de oxigenação (O_f) é definido como a razão da quantidade de oxigênio produzido e a quantidade de oxigênio requerida para oxidação da matéria orgânica. De acordo com M. A. Borowitzka e L. J. Borowitzka (1988), calcula-se O_f por meio da Equação 2 abaixo:

$$O_f = \frac{C_{ct} QOA}{y_t} \quad (2)$$

Em que: C_{ct} é a concentração de células de microalga por peso seco (mg.L⁻¹), Y_t representa a DQO da água residuária em determinado instante de tempo (mg.L⁻¹) e QOA igual a 1,55 g_{oxigênio} (g_{microalga})⁻¹.

Para o cálculo do O_f , considerou-se a relação entre DQO e a Demanda Bioquímica de oxigênio (DBO) de 1,5, uma vez que, de acordo com Von Sperling (2005), valores até 2,5 indicam águas residuárias que podem potencialmente ser tratadas por processos biológicos.

4.8 Indicadores de desempenho do consumo de energia de LED para tratamento da água residuária

Calculou-se o consumo de energia de LED por massa de DQO removida de acordo com Kurt et al. (2007) e Basha et al. (2012), porém, adaptou-se para reator operado em fluxo contínuo. Utilizou-se a Equação 3 abaixo para o cálculo do consumo de energia de LED.

$$E \left(\frac{kWh}{kg DQO_{removida}} \right) = \frac{V \times I \times TDH \times 24 \text{ horas} \times 10^3}{DQO_r \times V_{LAT}} \quad (3)$$

Em que: E é a energia consumida em kWh por kg de DQO removida, V é a voltagem (V), I a corrente (A), TDH o tempo de detenção hidráulica (d), DQO_r a DQO removida ($mg.L^{-1}$) e V_{LAT} o volume da LAT (L).

Para o cálculo do consumo de energia de LED por volume de água residuária tratada, levou-se em consideração a vazão da LAT de $2,88 L.d^{-1}$. Utilizou-se a Equação 4:

$$\text{Consumo de energia} \left(\frac{W}{m^3} \right) = \frac{V \times I \times 24 \text{ horas}}{Q \times 10^{-3}} \quad (4)$$

Em que: V é a voltagem (V), I a corrente (A) e Q a vazão ($L.d^{-1}$).

Para o cálculo do consumo de energia de LED *per capita*, considerou-se uma produção por habitante de 180 L de água residuária por dia, de acordo com a Equação 5:

$$\text{Consumo de energia per capita} \left(\frac{kWh}{hab \times dia} \right) = \frac{V \times I \times 24 \text{ horas}}{Q} \times 180 L.d^{-1} \quad (5)$$

Em que: V é a voltagem (V), I a corrente (A) e Q a vazão ($L.d^{-1}$).

4.9 Coeficientes cinéticos

A determinação dos parâmetros cinéticos foi realizada de acordo com Von Sperling (2005). Os dados cinéticos analisados foram a taxa específica de remoção de substrato (q) e o coeficiente de produção celular (y).

A taxa específica de remoção de substrato (q) foi calculada a partir da Equação 6:

$$q = \frac{\Delta DQO}{SSV \times TDH} \quad (6)$$

Em que: ΔDQO é a diferença de concentração de DQO afluente à LAT (mg.L^{-1}) e a DQO filtrada efluente à LAT (mg.L^{-1}), TDH é o tempo de detenção hidráulica (d) e SSV a concentração de biomassa na LAT (mg.L^{-1}).

O coeficiente de produção celular (y) foi calculado de acordo com a Equação 7:

$$y = \frac{\Delta SSV}{\Delta DQO} \quad (7)$$

Em que: ΔDQO é a diferença de concentração de DQO afluente à LAT (mg.L^{-1}) e a DQO filtrada efluente à LAT em um determinado dia (mg.L^{-1}) e ΔSSV a diferença de concentração de biomassa da LAT (mg.L^{-1}) e da água residuária sintética afluente à LAT (mg.L^{-1}).

4.10 Rendimento da biomassa em fótons e em energia consumida para operação da LAT

O rendimento da biomassa em fótons (Y_P) foi calculado de acordo com o estudo de Murray et al. (2017), dividindo-se a produtividade de biomassa, estimada durante a Fase 3, pelo fluxo de fótons através da área de superfície iluminada, medido em $\mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ ou $\mu\text{mol de fótons.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$.

O rendimento de biomassa em energia (Y_e) é um cálculo análogo à recuperação líquida de energia útil e é utilizado para comparar fotobiorreatores com base na energia consumida durante a produção de biomassa (MURRAY et al. 2017). O Y_e foi calculado utilizando-se a Equação 8:

$$Y_e = \frac{SSV_t - SSV_0}{w \cdot \Delta t} \quad (8)$$

Em que: SSV_t representa a biomassa no tempo final (mg.L^{-1}), SSV_0 representa a concentração de biomassa inoculada no tempo inicial (mg.L^{-1}), Δt o tempo (d) e w o consumo de energia do sistema para operação da LAT (w).

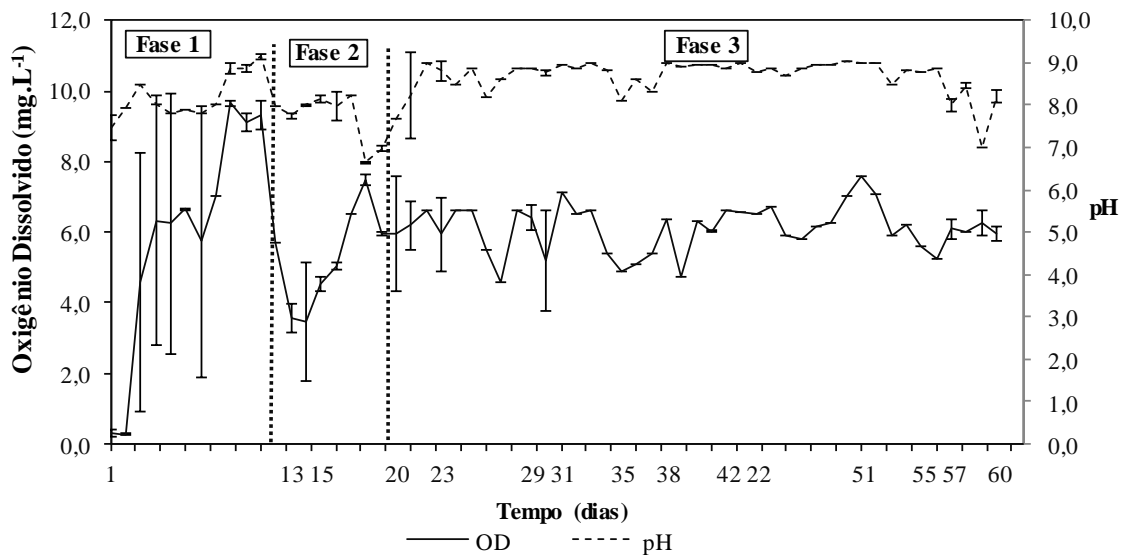
Cabe aqui ressaltar que, no presente estudo, calculou-se o rendimento de biomassa em energia gasta para iluminação da LAT, quando o reator operou em regime batelada, na Fase 1, por 13 dias, durante o crescimento da biomassa.

5 RESULTADOS E DISCUSSÃO

5.1 Variabilidade temporal do OD, pH e Temperatura

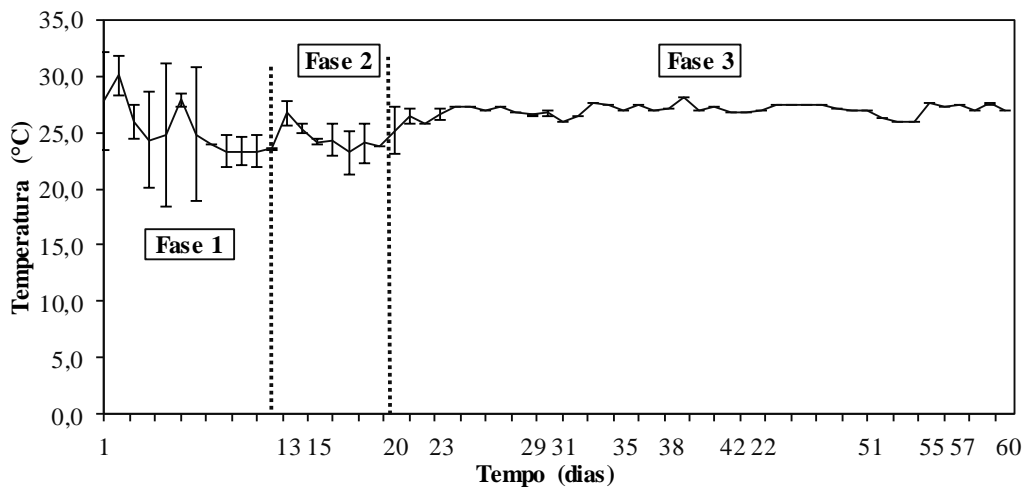
A temperatura, o pH e o OD foram monitorados diariamente na LAT. A Figura 13 apresenta os valores de OD e pH durante todo o experimento, e a Figura 14 apresenta os valores da temperatura (esses resultados também estão apresentados no Apêndice B deste trabalho).

Figura 13 - Valores de OD e pH ao longo do tempo de operação da LAT.



Fonte: Elaborado pela autora (2018).

Figura 14 - Valores de temperatura ao longo do tempo de operação da LAT.



Fonte: Elaborado pela autora (2018).

Analisando as Figuras 13 e 14, é possível dividir a operação da LAT em três fases. A Fase 1 corresponde ao período em que a LAT operou em regime batelada, do primeiro dia ao dia 11, para que as microalgas pudessem se adaptar ao novo ambiente em que foram transferidas. A Fase 2, que compreende do 12º dia de operação ao 19º dia, corresponde ao início da operação da LAT em contínuo e a um período de ajuste de vazão (16º dia). A Fase 3 se inicia no 20º dia e finaliza no 60º dia de operação. Esta última fase caracteriza o momento de estabilidade da operação da LAT, que pode ser justificado pela menor variação diária dos valores de pH, OD e temperatura, quando comparados às fases 1 e 2.

Como pode ser observado na Figura 13, o valor inicial de OD para LAT era aproximadamente $6,7 \pm 0,3 \text{ mg.L}^{-1}$ e coeficiente de variação (CV) de 4,5%. Isso pode ser explicado pela utilização da água de torneira para a preparação da água residuária sintética introduzida na LAT, na qual se mediu uma concentração de OD de aproximadamente $7 \pm 0,2 \text{ mg.L}^{-1}$ (CV de 2,8%). Algumas horas depois, esse valor abaixou para aproximadamente $0,3 \pm 0,1 \text{ mg.L}^{-1}$ (CV de 33%), normalmente devido ao consumo de OD para a degradação da matéria orgânica. Os grandes desvios encontrados nos valores de OD durante as Fases 1 e 2 correspondem às variações durante período de adaptação das microalgas ao novo ambiente e aos ajustes de vazão realizados. Durante a Fase 3, o valor médio de OD foi $6,1 \pm 0,7 \text{ mg.L}^{-1}$ (CV de 11%). Sabendo que as bactérias aeróbias utilizam o oxigênio produzido pelas microalgas para degradação da matéria orgânica, o valor medido de OD na Fase 3 indica que há sempre uma quantidade remanescente de OD na LAT.

Os valores de pH também apresentados na Figura 13 encontraram-se na faixa de 7 a 9. De acordo com Park et al. (2011), o pH ideal para muitas algas de água doce é por volta de 8, sendo que valores acima ou abaixo de 8 diminuem a produtividade das mesmas. O valor médio encontrado de pH para LAT na Fase 3 e seu respectivo desvio foi de $8,7 \pm 0,4$ (CV de 5%), próximo ao valor ideal acima citado.

De acordo S. P. Singh e P. Singh (2015), a temperatura deve ser considerada como um fator importante para melhor produtividade de biomassa, sendo que a temperatura ideal da água necessária para o cultivo de microalgas varia de $15 \text{ }^\circ\text{C}$ a $30 \text{ }^\circ\text{C}$ e, além desta faixa de temperatura, pode ocorrer dano celular ou morte. A temperatura média encontrada no presente estudo, durante a Fase 3, foi de $27 \pm 0,5 \text{ }^\circ\text{C}$ (CV de 1,9%). Isso indica que, assim como o pH, a temperatura se manteve dentro da faixa considerada ótima para o cultivo das microalgas.

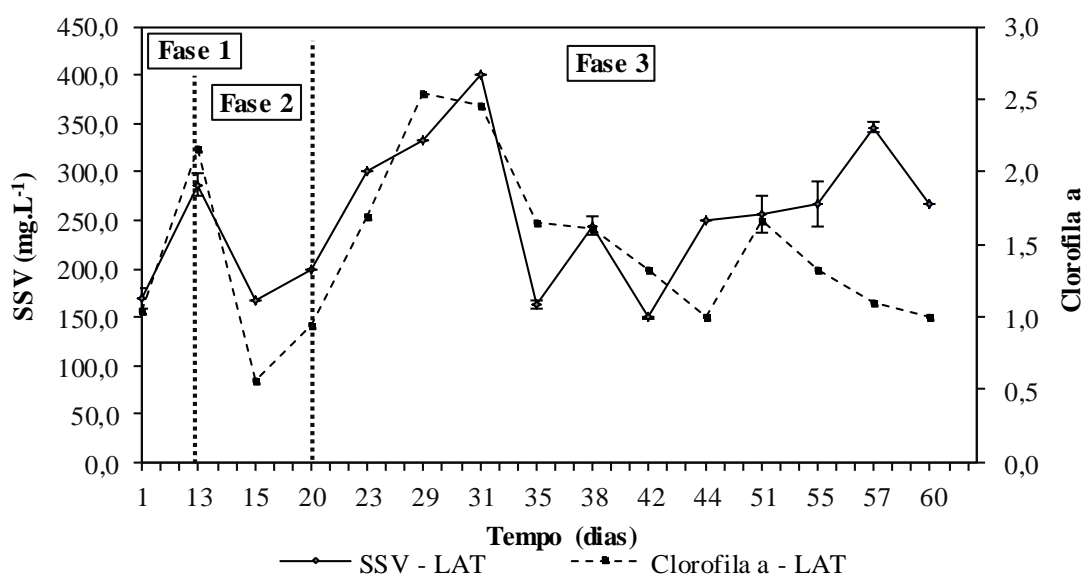
Pelo exposto, a Fase 3 corresponde a uma fase de estabilidade operacional da LAT, o que pôde ser comprovado pelas condições de pH e temperatura dentro das faixas estudadas e

pela menor variação dos valores medidos de todas as variáveis do 20° ao 60° dia de operação, ou seja, foram obtidos baixos valores de CV para as variáveis.

5.2 Indicadores de produção de biomassa (SSV e Clorofila *a*)

A clorofila *a* e os SSVs são indicadores quantitativos da biomassa presente, porém, os SSV estão associados a toda biomassa microbiana e não apenas aos organismos fotossintetizantes como no caso da clorofila *a*. Na Figura 15, têm-se os valores de clorofila *a* e SSV determinados para a LAT durante os experimentos.

Figura 15 - Clorofila *a* e SSV na LAT ao longo do tempo de experimento.



Fonte: Elaborado pela autora (2018).

Observa-se na Figura 15 acima que, do início da operação da LAT até o 51° dia, quando ocorre um aumento na concentração de SSV, também ocorre um aumento na concentração de clorofila *a* e, quando ocorre uma diminuição da concentração de SSV, também ocorre diminuição nos valores de clorofila *a*. Para verificar o grau em que as duas variáveis tendem a mudar juntas, estimou-se o coeficiente de Pearson (ρ) utilizando-se o programa Excel 2010 e obteve-se o valor de 0,8, indicando uma alta correlação entre as concentrações de SSV e clorofila *a*.

A LAT operada em regime contínuo e iluminada por LED nos comprimentos de onda da luz azul e vermelha apresentou o maior valor de clorofila *a* de $2,5 \pm 0,1$ mg.L⁻¹, no 29° dia de análise. Com relação ao SSV, o maior valor medido para a LAT foi de $400 \pm 0,6$ mg.L⁻¹ e o valor médio de 253 ± 74 mg.L⁻¹.

O maior valor de clorofila *a* aqui medido ($2,5 \pm 0,1 \text{ mg.L}^{-1}$) é similar aos encontrados no estudo de Assis (2018), sendo 2,37 e 2,42 mg.L^{-1} . A maioria dos valores de SSV medidos foram um pouco mais elevados que o medido pelos autores, sendo maiores que 160 e 163 mg.L^{-1} . Esses resultados são correspondentes a uma LAT iluminada pelo sol, com volume útil de 1000 L, operada em contínuo, sob TDH de 8 dias, vazão de 1 L.min^{-1} e com injeção de CO_2 .

Os valores de clorofila *a* também foram próximos aos medidos por Santiago et al., (2013) também foram próximos aos obtidos no presente estudo, sendo $1,5 \pm 1,2 \text{ mg.L}^{-1}$ e $2,1 \pm 1,0 \text{ mg.L}^{-1}$, na LAT sem desinfecção UV e na LAT com desinfecção UV, respectivamente. As concentrações de SSV medidas por esses autores foram $152 \pm 57 \text{ mg.L}^{-1}$ e $124 \pm 46 \text{ mg.L}^{-1}$, que se aproximam do medido no presente estudo.

Os maiores valores de SSV estão próximos dos medidos por Silva et al. (2017), que encontraram valores de 340 e 380 mg.L^{-1} em fotobiorreatores com 24 L de volume útil, iluminados por LEDs brancos de baixa intensidade luminosa e operados em batelada durante 16 dias. Godos et al. (2009) encontraram maiores valores de SSV, na faixa de 1315 mg.L^{-1} . Seu estudo se baseou em LATs iluminadas pelo sol, com volume útil de 464 L com um TDH de 10 dias. Esse elevado valor foi alcançado uma vez que foi acrescentada às LATs água residuária da criação de suínos, que contém altas concentrações de N e P, que são nutrientes utilizados pelas microalgas.

Park e Craggs (2011) obtiveram em seus experimentos com LATs a maior concentração de SSV na faixa de 1000 mg.L^{-1} . Em seu estudo, a LAT iluminada pela luz solar apresentou volume útil de 8000 L, operou a um TDH de 8 dias, e utilizaram-se águas residuárias domésticas. Além disso, valores mais elevados de clorofila *a* foram medidos, sendo o maior valor de aproximadamente 7 mg.L^{-1} e, conseqüentemente, grandes valores de produtividade foram encontrados.

A partir dos dados da literatura acima analisados, percebe-se maior concentração de biomassa em estudos que utilizam água residuária real, e menores valores de concentração de biomassa de microalga são encontrados para experimentos que utilizam água residuária sintética, como no caso do presente estudo e do estudo de Silva et al. (2017). Além disso, pode-se observar que maiores concentrações de SSV são acompanhadas de maiores concentrações de clorofila *a*, o que corrobora a alta correlação determinada para as duas variáveis.

Calculou-se a relação clorofila *a* / SSV (%), e os valores medidos encontraram-se entre 0,3-1,0%, sendo a razão média de $0,6 \pm 0,2\%$. Nas LATs de Assis (2018), foram encontrados

valores da relação clorofila *a* / SSV maiores que os obtidos no presente estudo. A autora mediu valores entre 0,8% e 2,5%, sendo os resultados mais elevados nas LATs com injeção de CO₂. A relação clorofila *a* / SSV da LAT sem injeção de CO₂ (0,8% e 0,9%) é similar à máxima razão calculada no presente estudo (1,0%).

Segundo Veloso et al. (1991), razões inferiores a 1% mostram populações não saudáveis de microalgas, devido a fatores que podem estar relacionados à predação ou demanda por nutrientes, o que não pode ser confirmado no presente estudo. Cabe ressaltar que a LAT era iluminada 24 horas por dia pelos LEDs e isso influencia na concentração de clorofila *a* e consequentemente na razão clorofila *a*/ SSV, uma vez que, de acordo com Ooms et al. (2016), células expostas à alta luminosidade apresentam uma redução na concentração de clorofila.

5.3 Produtividade

No presente estudo, calcularam-se parâmetros como a produtividade, determinação dos coeficientes cinéticos e porcentual de remoção de matéria orgânica com base na fase de estabilidade, Fase 3, uma vez que esta indicou boa condição operacional do sistema operado em regime contínuo.

Assim, além das análises realizadas com base nos indicadores de produção de biomassa (SSV e clorofila *a*), calculou-se também a produtividade da biomassa com relação à área de superfície iluminada da LAT e com base nas diferentes concentrações de SSV estimadas na Fase 3. O valor encontrado foi $6,80 \pm 1,9 \text{ g.dia}^{-1}.\text{m}^{-2}$, como pode ser observado na Tabela 6 que inclui os dados de vazão e área utilizados no cálculo.

Tabela 6 - Valores de entrada no cálculo de produtividade e a produtividade média resultante com o seu respectivo desvio, de acordo com os diferentes valores de SSV.

Vazão (L.d ⁻¹)	Área (m ²)	Produtividade (g.dia ⁻¹ .m ⁻²)
2,88	0,112	6,80 ± 1,9

Fonte: Elaborado pela autora (2018).

O valor medido de produtividade é próximo ao determinado por Santiago et al. (2013), que obteve a produtividade de SSV de 11,4 e 9,3 g.m⁻².dia⁻¹, para suas duas LATs de volume igual a 48 m³, TDH de 7 horas e iluminadas pelo sol, sendo a primeira sem desinfecção e a segunda com desinfecção UV.

No estudo de Craggs et al. (2012), o maior valor médio de produtividade de microalgas foi de 12 g.m⁻².dia⁻¹ durante o verão, variando entre 8 g.m⁻².dia⁻¹ e 17 g.m⁻².dia⁻¹.

O menor valor de produtividade medido foi de aproximadamente $3 \text{ g.m}^{-2}.\text{dia}^{-1}$, durante o outono. Observa-se, portanto, uma grande variação na medição de produtividade de acordo com as alterações nas condições climáticas durante os 15 meses de operação, sendo que a LAT apresentou valores abaixo ou muito acima de $6,80 \pm 1,9 \text{ g.dia}^{-1}.\text{m}^{-2}$. Já no presente estudo, houve pouca variação da produtividade, estimada durante a Fase 3, uma vez que o sistema apresenta maior estabilidade das condições de operação, como temperatura e intensidade luminosa.

Park e Craggs (2011) encontraram os maiores valores de produtividade de biomassa em sua pesquisa para remoção de nutrientes em LAT com adição de CO_2 , sendo $24,7 \text{ g.m}^{-2}.\text{dia}^{-1}$ para LAT com TDH de 4 dias e $18,5 \text{ g.m}^{-2}.\text{dia}^{-1}$ para LAT com 8 dias de TDH. No estudo de Arbib et al. (2017), o valor de produtividade de biomassa encontrado foi bem maior que no presente estudo, sendo $26,2 \pm 1,2 \text{ g.m}^{-2}.\text{dia}^{-1}$ durante a operação de uma LAT de profundidade de 0,3 m, TDH igual a 5 dias e operada com adição de CO_2 . Assim, mesmo utilizando os comprimentos de onda de LED que, de acordo com a literatura, resultam em maior produtividade de microalgas, os dados de produtividade de biomassa de microalgas analisados foram, em sua maioria, maiores que o medido no presente estudo.

Salienta-se que todas as LATs analisadas eram iluminadas pelo sol. Portanto, a operação de uma LAT iluminada 24 h.d^{-1} por LEDs, nos comprimentos de onda da luz vermelha e azul na intensidade de $815 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$, nem sempre é mais eficiente, em termos de produtividade de biomassa de microalgas, quando comparada a uma LAT iluminada pelo sol. Portanto, questiona-se a utilização de iluminação artificial para obtenção de maiores valores de produtividade.

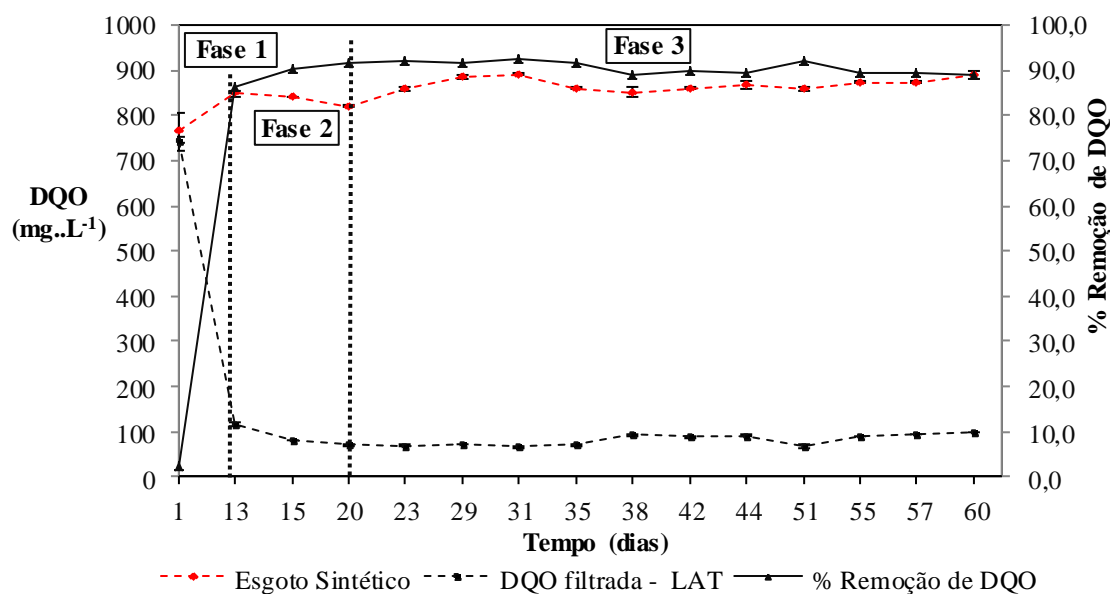
Como visto, a intensidade solar pode variar entre os dias ensolarados e dias nublados bem como nas diferentes estações do ano, influenciando, assim, a produtividade das microalgas. Diante disso, novos estudos podem ser realizados para investigar a eficiência de produção de biomassa em sistemas que utilizam a combinação de LEDs e luz solar, contribuindo para a melhor regulação da intensidade da luz utilizada no cultivo das microalgas.

5.4 Remoção de matéria orgânica

A análise de DQO teve por objetivo avaliar o potencial de remoção de matéria orgânica. Na LAT, as microalgas produzem oxigênio durante a fotossíntese, o que garante a degradação da matéria orgânica pelas bactérias heterotróficas (PARK; CRAGGS, 2011).

Ainda, a remoção de DQO pode estar associada à presença de microalgas mixotróficas em que o metabolismo respiratório e o fotossintético operam simultaneamente (SALAMA et al., 2017). Na Figura 16, estão apresentados os valores de DQO total para a água residuária sintética bruta, os valores de DQO filtrada para a LAT e o percentual de remoção de DQO na mesma.

Figura 16 - Valores de DQO na água residuária sintética afluyente à LAT, DQO filtrada efluente à LAT e percentual de remoção de DQO na LAT.



Fonte: Elaborado pela autora (2018).

Os valores de DQO para o água residuária sintética bruta, afluyente à LAT, encontraram-se na faixa de 750-850 mg.L⁻¹. No primeiro dia, o valor de DQO na LAT era 745 ± 6 mg.L⁻¹. Após a Fase 1, iniciaram-se as análises das amostras (14º dia) e, como pode ser observado na Figura 16, a concentração de DQO na LAT havia reduzido, apresentando 118 ± 5 mg.L⁻¹ de DQO.

O valor médio do percentual de remoção de matéria orgânica para a LAT, durante a Fase 3, e seu respectivo desvio padrão foi de 91,1 ± 1,3% (CV de 1,4%). Uma vantagem da iluminação artificial é que ela garante estabilidade do sistema na remoção de DQO, como pode ser observado no baixo valor de CV, uma vez que os valores de remoção de DQO durante a Fase 3 foram muito próximos. A Deliberação Normativa Conjunta COPAM/CERH-MG N.º 1, de 05 de Maio de 2008, dispõe que o tratamento de águas residuárias deve apresentar eficiência de redução de DQO em, no mínimo, 55%, e média anual igual ou superior a 65% para sistemas de águas residuárias sanitária e de percolados de aterros

sanitários municipais. Sendo assim, a LAT operada em regime contínuo e iluminada por LED, apresentou valores de remoção DQO acima do estabelecido pelo COPAM.

O percentual de remoção de DQO medido no estudo de Kim et al. (2014b) foi o que mais se aproximou do presente estudo, sendo $85,4 \pm 5,1\%$ de remoção (CV de 6%). O objetivo da pesquisa foi o tratamento de água residuária municipal real em LAT com volume útil de 60 L. Diferentemente do presente estudo, o regime de operação foi o semicontínuo, na qual a LAT operou nos TDH de 2, 4, 6 e 8 dias, removendo 30, 15, 10 e 7,5 L de biomassa microalgal e adicionando-se um volume igual de água residuária real todos os dias, respectivamente.

Gutiérrez et al. (2016) alcançaram remoção de matéria orgânica igual a 80% durante o tratamento de águas residuárias em LATs que recebiam o efluente de um decantador primário. O sistema visou ao tratamento de água residuária urbana em uma LAT de $0,47 \text{ m}^3$, operada em regime contínuo e com recirculação de parte da biomassa das microalgas recolhidas. O valor da remoção de DQO encontra-se menor que o medido no presente estudo. Godos et al. (2009) alcançaram máxima remoção de DQO de $76 \pm 11\%$ (CV de 14%) em LAT com volume útil de 464 L e TDH de 10 dias. Cabe ressaltar que, em seu estudo, a água residuária de suinocultura afluenta à LAT passava por um pré-tratamento que resultou na redução do conteúdo de sólidos suspensos em aproximadamente 70%.

A remoção de DQO na LAT apresentou um elevado valor quando comparado ao estudo de Santiago et al. (2013) e García et al. (2006). O valores máximos de remoção de DQO determinados por Santiago et al. (2013) foram 26% e 30%, para a LAT sem desinfecção UV e com desinfecção, respectivamente. García et al. (2006), encontraram valores similares, com um máximo de 38% de remoção de DQO na LAT. Os menores valores de remoção de DQO medidos nos estudos citados ocorreram devido à presença de um sistema de tratamento de água residuária anterior ao tratamento nas LATs. No caso de Santiago et al. (2013), as LATs foram utilizadas para tratamento de águas residuárias provenientes de reator anaeróbio de fluxo ascendente (UASB) e García et al. (2006) estudaram o tratamento de água residuária proveniente de um tanque que funcionava como um clarificador primário.

Diante do exposto, é possível concluir que o cultivo de microalgas na LAT estudada objetivando o tratamento de água residuária sintética e operada em regime contínuo, sob vazão de $2,88 \text{ L.d}^{-1}$ e TDH de 7 dias, foi eficiente na remoção de DQO, com percentuais de remoção acima dos apresentados na literatura estudada, bem como apresentou estabilidade operacional durante toda a Fase 3, uma vez que os percentuais de remoção de DQO nesta fase foram similares.

5.5 Produção de oxigênio pelas microalgas e fator de oxigenação

Durante a Fase 3, a concentração média de DQO removida foi de $785 \pm 21 \text{ mg.L}^{-1}$, o que indica a demanda por oxigênio para remoção de matéria orgânica na LAT, que apresentou eficiência de $91,1 \pm 1,3\%$ (CV de 1,4%) de remoção. Além disso, a produção e consumo de oxigênio foram equilibrados, de forma que a concentração média de OD na LAT, durante a Fase 3, permaneceu em $6,1 \pm 0,7 \text{ mg.L}^{-1}$. Essa condição garantiu a concentração remanescente de OD na LAT e, conseqüentemente, a estabilidade do sistema em termos de remoção de matéria orgânica, como pôde ser observado nos valores similares de remoção de DQO, durante a Fase 3 e o baixo CV medido.

Somando a maior concentração DQO removida, 825 mg.L^{-1} (correspondente ao 31º dia de operação) e a respectiva concentração de OD na LAT ($8,9 \text{ mg.L}^{-1}$), tem-se uma produção líquida de oxigênio de aproximadamente 834 mg.L^{-1} ou $0,83 \text{ g.L}^{-1}$. A partir do cálculo de produção de oxigênio, considerando a potência consumida pelos LEDs ($34,44 \text{ W}$) e a vazão da LAT de $2,88 \text{ L.d}^{-1}$, tem-se que o consumo de energia para produção de 1 grama de oxigênio é de $0,35 \text{ kWh}$, de acordo com o cálculo a seguir:

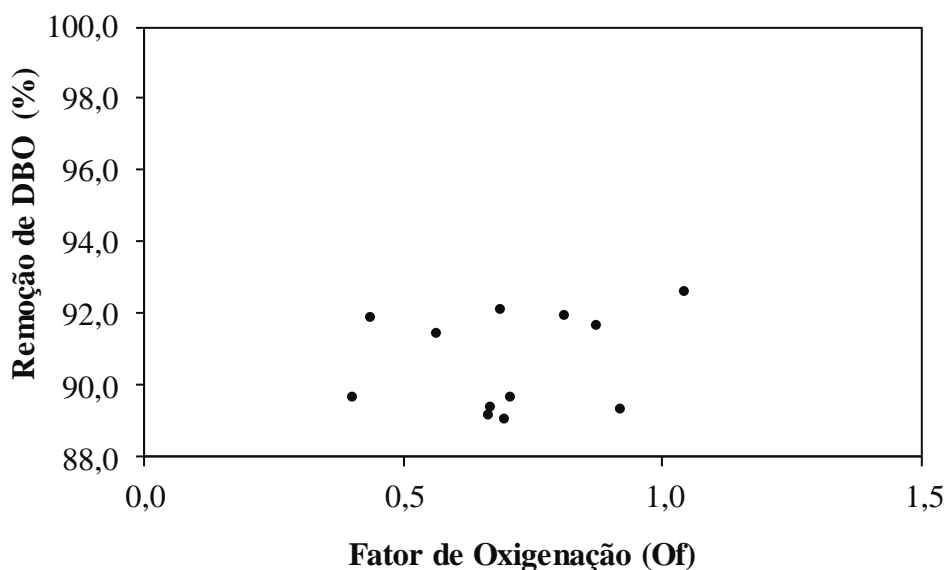
$$\frac{\text{Consumo energia dos LEDs (kWh)}}{1 \text{ grama de oxigênio}} = \frac{34,44 \text{ w}}{0,83 \frac{\text{g}}{\text{L}}} \times \frac{1 \text{ dia}}{2,88 \text{ L}} \times \frac{24 \text{ horas}}{1 \text{ dia}} \times \frac{1}{1000} = 0,35 \frac{\text{kWh}}{\text{gO}_2} \quad (9)$$

Durante o crescimento das microalgas na LAT, a produção de oxigênio foi suficiente para o processo de estabilização da matéria orgânica. Por outro lado, houve um alto consumo de energia para produção de oxigênio, pois utilizou-se uma elevada intensidade luminosa de LED para iluminação da LAT de 20 L de volume útil.

Como observado, no sistema de LAT operada em regime contínuo, há sempre uma concentração remanescente de OD. Deste modo, novas pesquisas podem ser realizadas para verificar a possibilidade de aplicação de maiores cargas de matéria orgânica a ser tratada, bem como a viabilidade econômica de reaproveitamento do oxigênio produzido pelas microalgas em outros sistemas aeróbios de tratamento de água residuária.

Com relação ao O_f , o valor médio determinado foi de $0,7 \pm 0,2$, durante a Fase 3. Para verificar a influência de O_f sob a remoção de DBO considerou-se o percentual de remoção de DBO próximo ao percentual de remoção de DQO (91%) medido no presente estudo. Assim, construiu-se o gráfico apresentado na Figura 17.

Figura 17 – Influência do oxigênio produzido pelas microalgas na remoção de DBO.



Fonte: Elaborado pela autora (2018).

Na Figura 17, é possível observar que os valores de O_f variaram entre 0,4 e aproximadamente 1,1 e estes acompanham percentuais de remoção de DBO muito próximos (89,1 a 92%). Isto ocorreu devido à estabilidade operacional da LAT, uma vez que os valores de OD bem como os percentuais de remoção de DQO foram similares durante toda a Fase 3 apresentando baixos CVs.

No estudo de M. A. Borowitzka e L. J. Borowitzka (1988), ocorreu um aumento na remoção de DBO de 40% para 93% quando o O_f aumenta de 0 para 1,5, e os autores relataram que o valor de O_f que representa uma influência positiva na remoção de DBO é de aproximadamente 1,5. O valor medido de O_f que acompanha o maior percentual de remoção de DBO para LAT foi de 1,1, próximo ao valor ótimo apresentado na literatura.

Ainda de acordo com os autores, os valores de O_f seguem a tendência de que, na medida em que o valor de O_f aumenta, o percentual de remoção de DBO também aumenta até chegar a um ponto de máxima remoção de DBO. Após este ponto, quanto maior o valor de O_f (entre 1,5 e 5) menor tende a ser o percentual de remoção de DBO, e esse declínio pode ocorrer devido à liberação de matéria orgânica pelas microalgas envelhecidas ou devido ao elevado pH que acompanha elevados O_f . Entretanto, isso não pode ser afirmado no presente estudo, uma vez que os valores de remoção de DBO foram elevados durante toda a Fase 3, indicando que a remoção foi eficiente, já que a produção de oxigênio foi suficiente para sua utilização no processo de estabilização da matéria orgânica.

5.6 Determinação dos Coeficientes Cinéticos

No presente estudo, analisaram-se alguns parâmetros cinéticos, como a taxa específica de remoção de substrato (q) e o coeficiente de produção celular (y). Para isso, calculou-se q e y durante a Fase 3 (os valores estão apresentados no Apêndice A deste trabalho). O valor de y pode ser definido experimentalmente, porém, para sistemas de lagoas de estabilização aeradas visando ao tratamento de águas residuárias domésticas, este varia entre 0,4 e 0,8 mg SSV/ mg DQO removida (VON SPERLING, 2013). Ressalta-se que a biomassa das lagoas constitui-se em microalgas e bactérias.

O valor médio de y medido se encontra próximo à faixa acima citada, sendo $0,3 \pm 0,1$ mg SSV/ mg DQO. O valor de y mais comumente encontrado na literatura é de 0,6 mg SSV/ mg DQO em estudos de tratamento de águas residuárias utilizando um sistema de tratamento diferente das LATs, os lodos ativados. Neste tipo de sistema, a biomassa tem propriedade flocular, formando uma matriz gelatinosa devido à aglutinação das bactérias, o que difere do presente estudo em que a biomassa constitui-se de microalgas e bactérias (SANTOS et al., 2006; VIEIRA; SILVA, 2015). Baêta (2012), por exemplo, avaliou o tratamento de águas residuárias de indústria têxtil utilizando reatores anaeróbios de membranas submersas (SAMBR) com e sem carvão ativado em pó (CAP) e, em seu estudo, os maiores valores de y foram 0,2 e 0,154 mg SSV/mg DQO, sendo que a biomassa predominante era composta de bacilos (bactérias com metabolismo facultativo).

Como visto acima, os valores de y apresentados na literatura corroboram o medido no presente estudo, que apresenta um valor intermediário aos citados, ainda que se utilizem diferentes sistemas de tratamento a partir de biomassas com características divergentes. Cabe ressaltar que, de acordo com Baêta (2012), menores valores de y representam menor quantidade de energia disponibilizada para produção celular, o que justifica os distintos valores de y , pois a complexidade dos substratos utilizados nas pesquisas analisadas é diferente da presente pesquisa.

Os valores de produtividade verificados na literatura, em sua maioria, foram maiores que aqueles aqui medidos ($6,80 \pm 1,9$ g.dia⁻¹.m⁻² durante a Fase 3). Alguns pesquisadores (KIM et al., 2013, 2014a; OOMS et al., 2016) demonstraram que a combinação dos comprimentos de onda de LED, da luz azul e vermelha, resulta em um aumento da produtividade das microalgas e na taxa de crescimento. Além dos comprimentos de onda, determinou-se a intensidade luminosa (815 $\mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) com base nos resultados da literatura,

visando a uma elevada taxa de crescimento das microalgas, o que não ocorreu no presente estudo.

A taxa específica de remoção de substrato por unidade de massa de microrganismos (q) na LAT foi de $0,5 \pm 0,1 \text{ mg.L}^{-1} \text{ DQO/ mg.L}^{-1} \text{ SSV.d}$. Esse resultado apresenta-se mais elevado que o determinado no estudo de Baêta (2012), em que o maior valor de q do lodo ativado foi igual a $0,157 \text{ mg.L}^{-1} \text{ DQO/ mg.L}^{-1} \text{ SSV.d}$ para o tratamento de água residuária de indústria têxtil. O resultado de q indica maior atividade da biomassa das microalgas e bactérias nas LATs em comparação com os lodos ativados nos reatores de Baêta (2012).

Apesar dos baixos valores de produtividade e de biomassa produzida por unidade de massa de DQO removida (y), a LAT operada em regime contínuo com valor médio de q igual a $0,5 \pm 0,1 \text{ mg.L}^{-1} \text{ DQO/ mg.L}^{-1} \text{ SSV.d}$ apresentou elevada remoção de matéria orgânica, exibindo eficiência e estabilidade na remoção de DQO durante toda a Fase 3.

5.7 Rendimento da biomassa

No presente estudo, calculou-se o rendimento de biomassa em fótons (Y_p) na Fase 3, e o rendimento de biomassa em energia consumida para operação da LAT (Y_E), na Fase 1. O valor medido de Y_p foi de $0,097 \pm 0,027 \text{ g}_{\text{biomassa}} \text{ mol}^{-1}_{\text{fótons}}$, como pode ser observado na Tabela 7 abaixo.

Tabela 7 - Valores utilizados no cálculo do rendimento de biomassa em fótons e seu respectivo resultado.

Produtividade de Biomassa ($\text{g.d}^{-1}.\text{m}^{-2}$)	Intensidade luminosa ($\mu\text{E.m}^{-2} \text{ s}^{-1}$)	Área iluminada (m^2)	Rendimento de Biomassa em fótons ($\text{g}_{\text{biomassa}} \text{ mol}^{-1}_{\text{fótons}}$)	Rendimento da biomassa em energia consumida ($\text{g}_{\text{biomassa}}.\text{Wh}^{-1}$)
$6,80 \pm 1,90$	815	0,112	$0,097 \pm 0,027$	$0,01 \pm 0,001$

Fonte: Elaborado pela autora (2018).

De acordo com Murray et al. (2017), o maior valor de Y_p determinado na literatura para *C. vulgaris* foi de $1,32 \text{ g}_{\text{biomassa}} \text{ mol}^{-1}_{\text{fótons}}$, obtido em um experimento de otimização de crescimento de biomassa, sob intensidade luminosa de $850 \mu\text{E.m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. Em seus experimentos, os autores encontraram valores de Y_p na faixa de 0,05 a 1,15 $\text{g}_{\text{biomassa}} \text{ mol}^{-1}_{\text{fótons}}$ corroborando o medido no presente estudo, que se encontra dentro desta faixa. Cabe ressaltar que foram avaliados três tipos de fotobiorreatores operados em batelada e iluminados por intensidades

luminosas de 3,01 a 93,95 $\mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$, menores que a utilizada para a LAT operada em regime contínuo.

Zijffers et al. (2010) avaliaram o rendimento de biomassa em energia de luz (fótons) das algas *Dunaliella tertiolecta* e *Chlorella sorokiniana* em um fotobiorreator de painel plano operado em batelada e iluminado por dez tubos fluorescentes compactos sob constante densidade de fluxo de fótons ($930 \mu\text{E} \cdot \text{m}^{-2} \cdot \text{s}^{-1}$). Valores de Y_p iguais a 0,78 e 0,75 $\text{g}_{\text{biomassa}} \text{mol}^{-1}_{\text{fótons}}$ foram medidos. Portanto, na literatura são relatados maiores valores de Y_p que o medido no presente estudo, indicando menor rendimento da biomassa microalgal na LAT operada em regime contínuo e iluminada por LED.

Assim como no estudo de Murray et al. (2017), a produção de energia não é o objetivo de uso para o presente estudo, mas, sim, o rendimento de biomassa em energia luminosa (Y_e) dado em $\text{g biomassa} \cdot \text{Wh}^{-1}$. O valor médio e respectivo erro do rendimento da biomassa em energia luminosa foi de $0,01 \pm 0,001 \text{ g biomassa} \cdot \text{Wh}^{-1}$. Esse valor foi maior que o encontrado no estudo de Murray et al. (2017), que obteve Y_e de $4 \cdot 10^{-8} \text{ g biomassa} \cdot \text{Wh}^{-1}$, indicando que, ainda que sob diferentes formas de cultivo, o presente estudo apresenta menor consumo de energia para produção de biomassa.

5.8 Indicadores de desempenho do consumo de energia de LED para tratamento da água residuária

Os valores medidos para os indicadores de desempenho com relação ao consumo de energia de LED para o tratamento da água residuária durante a Fase 3 (20° dia ao 60° dia) estão apresentados na Tabela 8 abaixo.

Tabela 8 - Indicadores de desempenho do consumo de energia de LED.

kWh/kg DQO removida	kWh.m⁻³	kWh(hab.d)⁻¹
368,8 ± 9,6	287	51,66

Fonte: Elaborado pela autora (2018).

A partir da Tabela 8, observa-se que o consumo médio de energia por quilograma (kg) de DQO removido apresentou um elevado valor. Os valores medidos para o consumo de energia de LED por volume de água residuária tratada e o consumo de energia *per capita* também foram elevados. Essa afirmação pode ser realizada quando se compara, por exemplo, com o consumo energético para aeração em lodos ativados e lagoas, que representa o maior consumo energético em uma estação de tratamento aeróbio. De acordo com Jordão (2008), o consumo de energia *per capita* para aeração varia entre os diferentes sistemas de tratamento,

sendo o valor entre 0,03 e 0,09 kWh.(hab.d)⁻¹ para lodo ativado convencional e 0,055 a 0,066 kWh.(hab.d)⁻¹ para lagoa aerada de mistura completa.

Outros autores, como Torregrossa et al. (2016), testaram diferentes algoritmos para estimativa de parâmetros de desempenho relacionados ao consumo de energia em sistemas de tratamento de água residuária. A metodologia foi aplicada a um sistema de energia online que calcula um conjunto de indicadores chave para a avaliação destes parâmetros, onde se considera a carga de poluentes, a fim de possibilitar a comparação entre diferentes plantas de tratamento. De acordo com o estudo, o consumo de energia em uma planta de tratamento maior ou igual a 0,12 kWh.(hab.d)⁻¹ é considerado elevado, e, entre 0,041 e 0,055 kWh.(hab.d)⁻¹, um consumo extremamente baixo, e entre 0,090 e 0,096 kWh.(hab.d)⁻¹, um consumo normal. Diante destas faixas, observa-se que o consumo de energia *per capita* da LAT apresentou-se muito acima do valor considerado elevado para uma planta de tratamento.

A LAT estudada apresentou um consumo energético mais elevado até mesmo quando comparado a uma estação de tratamento de água residuária com capacidade de 37.850 m³.d⁻¹ e com unidades de aeração, digestão anaeróbia, bombeamento e filtração, por exemplo. Essa estação de tratamento fez parte do relatório de Shi (2011), que teve como objetivo geral fornecer um quadro atualizado sobre o consumo de energia, produção e eficiência das estações municipais de tratamento de águas residuárias no mundo, principalmente em países avançados. Os dados do relatório mostraram que o consumo energético para aeração foi de 0,23 kWh.m⁻³, ou seja, muito abaixo do medido no presente estudo.

A partir das informações acima, é possível confirmar que o consumo energético da LAT iluminada artificialmente por LED foi bastante elevado. Cabe aqui ressaltar que, no presente estudo, foram utilizados LEDs provenientes de 4 refletores RGB, resultando em uma intensidade luminosa média de 815 $\mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ para iluminar uma pequena área de superfície de 0,112 m². Como dito anteriormente, a intensidade luminosa e a combinação dos comprimentos de onda de LED, da luz azul e vermelha, foram utilizados visando alcançar maior produtividade de biomassa microalgal e, conseqüentemente, eficiência no tratamento da água residuária. As condições operacionais da LAT possibilitaram uma elevada eficiência na remoção de DQO (91%), por outro lado, o elevado consumo energético não condiz com a viabilidade econômica de aplicação de LEDs na iluminação de fotobiorreatores.

Diante disso, observou-se que existem pesquisas (FRANCO et al., 2018; PARK et al., 2012; SILVA et al., 2017) que utilizaram intensidades luminosas menores que a do presente estudo e apresentaram eficiências de tratamento similares, porém, utilizando diferentes escalas dos fotobiorreatores e, em alguns casos, diferentes comprimentos de onda de LED.

Silva et al. (2017), por exemplo, analisaram a operação de três fotobiorreatores de volume útil de 24 L sob iluminação de LED branco com intensidade de 52, 160 e 390 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. Assim, o estudo mostrou-se eficiente no tratamento de água residuária, com aproximadamente 91% de remoção de DQO, o mesmo valor encontrado no presente estudo. O LED branco utilizado combina todos os comprimentos de onda da luz, assim como o sol, e isso pode ter contribuído para a eficiência do tratamento realizado pelas microalgas no sistema operado em batelada e com menores intensidades luminosas.

Park et al. (2012) avaliaram o crescimento de microalgas utilizando baixa intensidade de LED (70, 100, 135 e 175 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$) e os mesmos comprimentos de onda utilizados no presente estudo, da luz azul e vermelha. As remoções de nutrientes foram elevadas, sendo 90% de remoção de N e remoção completa de P. Diferentemente da LAT, Park et al. (2012) utilizaram fotobiorreatores operados em batelada e com um volume útil máximo de 0,25 L. Assim, as baixas intensidades luminosas foram utilizadas para tratar um pequeno volume de água residuária, em contraste ao presente estudo que apresenta um volume útil 80 vezes maior (20 L).

O estudo de Franco et al. (2018) é outro exemplo da utilização de LEDs com baixa intensidade luminosa. Em sua pesquisa o autor avaliou o tratamento de água residuária proveniente de UASB. O tratamento foi realizado a partir de microalgas cultivadas em fotobiorreator com 0,8 L de volume, iluminado por LED no comprimento de onda da luz vermelha e sob intensidade luminosa de 15 $\mu\text{E}\cdot\text{m}^{-2}\cdot\text{s}^{-1}$. O fotobiorreator foi eficiente na remoção de DQO, apresentando um máximo de 95,8% de remoção. O valor medido para o consumo de energia para remoção de DQO foi muito abaixo do encontrado na presente pesquisa, sendo 0,54 kWh/kg DQO_{removida}. Assim, a utilização de LEDs com baixa intensidade foi considerada pelos autores como uma solução eficiente e econômica para tratamento de águas residuárias em fotobiorreatores. Ressalta-se que o fotobiorreator de Franco et al. (2018) tinha um pequeno volume (25 vezes menor que o presente estudo) e foi operado em regime batelada, que requer menor controle operacional. Assim, para fotobiorreatores operados em regime contínuo, deve-se analisar se é viável a utilização de baixas intensidades luminosas de LED.

Apesar de a literatura (WANG et al., 2007; YAN et al., 2013a; YAN et al., 2013c) apresentar bons resultados no cultivo de microalgas visando o tratamento de água residuária em fotobiorreatores iluminados por LEDs com intensidades acima da utilizada para iluminar a LAT, estes estudos não inferiram sobre o consumo energético dos LEDs. Além disso, existe uma lacuna em relação ao conhecimento acerca dos melhores comprimentos de onda e

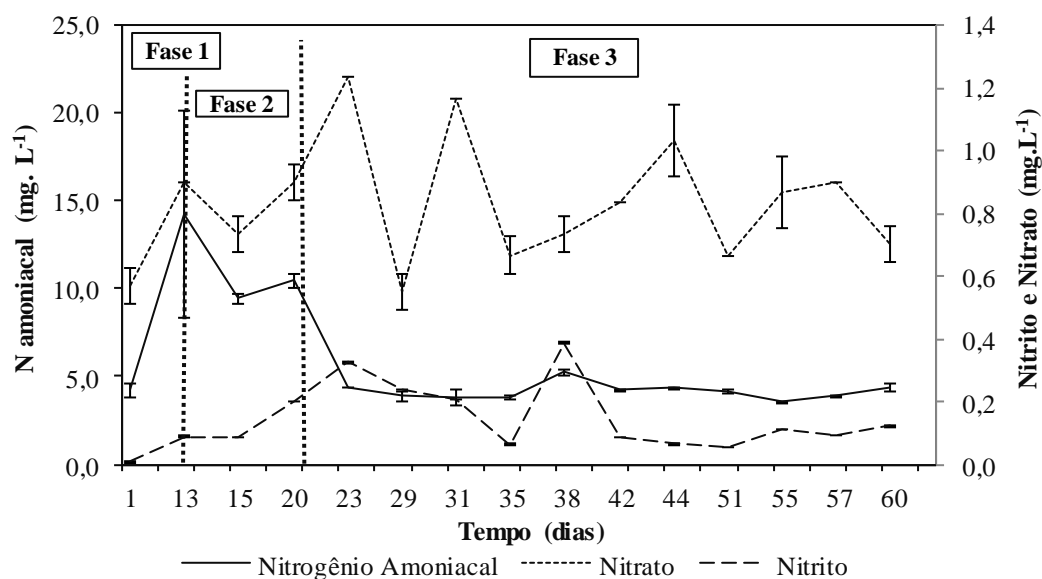
intensidades luminosas que garantam uma boa produtividade e eficiência do tratamento com microalgas. A maior parte das pesquisas utilizou fotobiorreatores operados em regime batelada e, diante destas informações, é clara a necessidade de novos estudos para verificar a produtividade de microalgas e eficiência do tratamento de águas residuárias em fotobiorreatores operados em regime contínuo e iluminados por LEDs de menor intensidade, garantindo um menor consumo energético.

5.9 Nitrogênio Amoniacal, Nitrito e Nitrato

Para a água residuária sintética utilizada no experimento, os valores médios de N-NH_4^+ , N-NO_2^- e N-NO_3^- durante a Fase 3 foram, respectivamente, $4,7 \pm 0,1$, $0,012 \pm 0,002$ e $0,642 \pm 0,04$. Esses resultados foram obtidos a partir de amostras coletadas logo após o preparo da água residuária sintética e, em seguida, a preparação era colocada em um recipiente e bombeada para LAT.

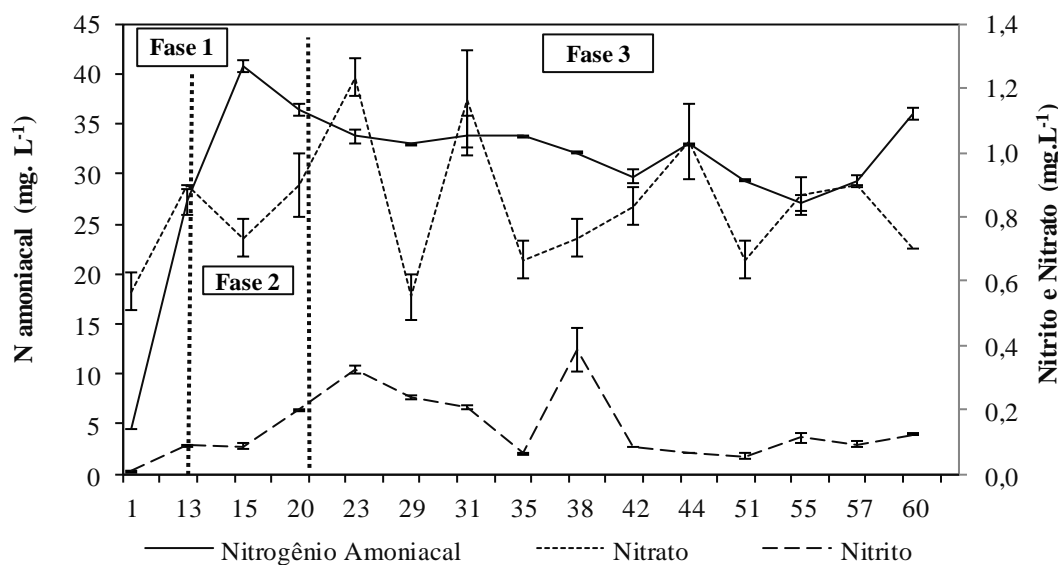
As Figuras 18 e 19 a seguir apresentam os valores das concentrações de N-NH_4^+ , N-NO_2^- e N-NO_3^- medidas para a água residuária sintética e para a LAT ao longo do tempo experimental.

Figura 18 - Formas de N para a água residuária sintética durante o tempo experimental.



Fonte: Elaborado pela autora (2018).

Figura 19 – Concentrações de N amoniacal, nitrito e nitrato efluentes à LAT durante o tempo experimental.



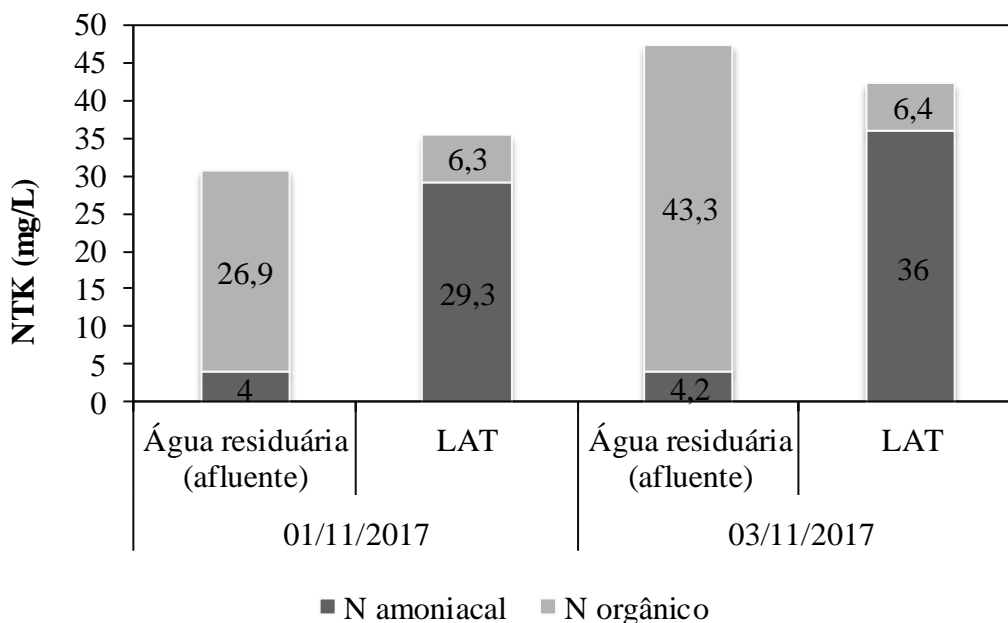
Fonte: Elaborado pela autora (2018).

O valor inicial de N-NH_4^+ para a LAT foi de $4,48 \pm 0,03 \text{ mg.L}^{-1}$. Observa-se na Figura 19 um aumento desse valor na Fase 2, em que se apresentou a maior concentração de $40,8 \pm 0,6 \text{ mg.L}^{-1}$. Durante a Fase 3, o valor médio N-NH_4^+ foi de $32,3 \pm 2,8 \text{ mg.L}^{-1}$. Diferentemente do presente estudo, nos resultados da pesquisa de Assemany et al. (2015), a nitrificação foi a principal forma de remoção de N-NH_4^+ em todas as lagoas. Kim et al. (2014b) demonstraram que o N-NH_4^+ foi a fonte de N preferencialmente utilizada pelas microalgas.

A faixa de concentração de N-NO_2^- e N-NO_3^- para a LAT foi bem pequena, assim como no estudo de Silva (2016), o que indica que a nitrificação neste experimento foi mínima. A nitrificação é a primeira etapa do processo de remoção biológica de N, em que a N-NH_4^+ é oxidada a N-NO_2^- e este a N-NO_3^- . Este processo é essencialmente aeróbio, por outro lado, apesar de a LAT apresentar sempre uma concentração remanescente de oxigênio, como pôde ser visto nos valores de OD, não houve remoção de N-NH_4^+ na LAT por meio do processo de nitrificação. Park e Craggs (2011) também obtiveram baixas concentrações de N-NO_2^- e N-NO_3^- em sua LAT operada a um TDH de 4 dias. Os autores justificam que isto ocorreu provavelmente devido a uma menor população de bactérias nitrificantes, o que pode ter ocorrido no presente estudo, justificando as baixas conversões de N-NH_4^+ à N-NO_3^- .

A fim de uma maior investigação das formas de N na LAT e na água residuária, realizou-se, nos dois últimos experimentos, a análise de N orgânico, e os resultados podem ser observados na Figura 20.

Figura 20 - Concentrações de N-NH_4^+ e N orgânico para a água residuária sintética afluyente à LAT e para água residuária efluente à LAT nos últimos dias de análise.



Fonte: Elaborado pela autora (2018).

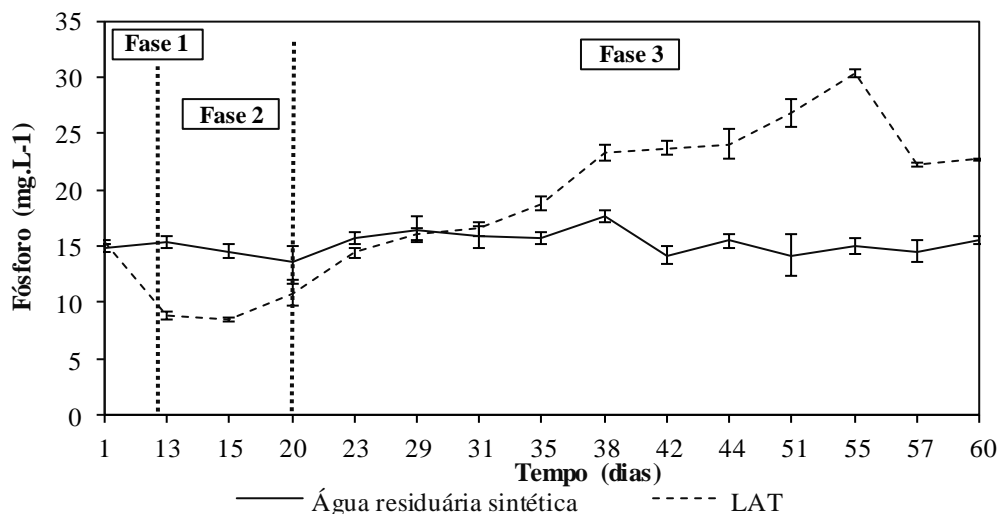
Assim como no estudo de Silva (2016), a forma orgânica de N é predominante na água residuária sintética, apresentando valores de $26,9 \pm 6,9 \text{ mg.L}^{-1}$ e $43,3 \pm 9,6 \text{ mg.L}^{-1}$. Com relação à LAT, observa-se que maiores valores de N foram determinados na forma amoniacal sendo uma pequena parcela na forma orgânica. Como dito anteriormente, em sistemas de tratamento de águas residuárias, o N orgânico pode sofrer quebra por intermédio das bactérias heterotróficas, transformando-se em N-NH_4^+ , pelo processo de amonificação (LIU et al., 2017). Portanto, o aumento da concentração de N-NH_4^+ na LAT durante a Fase 2 e os elevados valores de N-NH_4^+ durante a Fase 3, como observados na Figura 19, ocorreram possivelmente devido ao processo de amonificação.

O N-NH_4^+ é a forma preferencial para assimilação pelas microalgas (SALAMA et al., 2017), por outro lado, não se observou assimilação de N pelas microalgas no presente estudo, uma vez que não houve redução na concentração de N-NH_4^+ durante a Fase 3. Assim como para o N, a LAT não foi eficiente na remoção de P, como será abordado a seguir.

5.10 Fósforo

A fim de analisar o potencial de remoção de P na LAT, foram realizadas análises de P bruto para a água residuária sintética afluyente à LAT e o P filtrado efluente à LAT. Os resultados estão apresentados na Figura 21.

Figura 21 - Concentrações de P para a água residuária sintética e para a LAT durante o tempo de operação.



Fonte: Elaborado pela autora (2018).

Como pode ser observado na Figura 21, o valor médio da concentração de P para a água residuária afluenta à LAT foi de $15,3 \pm 0,4 \text{ mg.L}^{-1}$, durante a Fase 3. Com relação à LAT, o valor inicial de P era $15,40 \pm 0,20 \text{ mg.L}^{-1}$, na Fase 1. Já na Fase 2, na análise do 14º dia de operação, observou-se que esse valor caiu para $8,80 \pm 0,40 \text{ mg.L}^{-1}$, representando um percentual remoção de P de 43%.

De acordo com Powell (2009), para investigar a concentração de P na biomassa dentro da LAT, as amostras devem ser analisadas quanto ao P total e ao P solúvel, onde a diferença entre essas duas medidas é assumida como o P total na biomassa, o que representa a quantidade de absorção biológica do nutriente. Como resultado, Powell (2009) encontrou máxima concentração de P na biomassa de aproximadamente $5,5 \text{ mg.L}^{-1}$ no seu estudo em lagoas de estabilização. Realizando os cálculos no presente estudo para a Fase 1, a LAT apresentou concentração de P na biomassa acima do valor medido pela autora, sendo de $6,6 \pm 0,3 \text{ mg.L}^{-1}$, indicando que, durante esta fase, houve absorção biológica de P.

Após o 15º dia de operação, observou-se que a concentração de P aumentou cada vez mais na LAT, não havendo remoção do nutriente. Acredita-se que isso pode ter ocorrido devido à liberação de P pelas microalgas. No estudo de Powell (2009), houve a confirmação de que o polifosfato era realmente degradado, resultando em liberação de fosfato pela biomassa de microalgas sedimentada formada na lagoa, e essas descobertas mostraram que há um período de armazenamento limitado de P por essa biomassa. Ainda que o presente estudo não confirme a liberação de P pelas microalgas, esta é uma possível explicação para o aumento da concentração de P na LAT durante o experimento.

Como visto, na literatura (KIM et al., 2013, 2014a; OOMS et al., 2016), a combinação dos comprimentos de onda de LED da luz azul e vermelha é vantajosa no cultivo de microalgas visando ao tratamento de águas residuárias, resultando em ampla remoção de P e N. Por outro lado, isso não foi observado no presente estudo, uma vez que não houve remoção de nutrientes durante a fase de estabilidade de operação da LAT, Fase 3. Apesar disso, observou-se que o sistema apresentou grande eficiência de remoção de matéria orgânica (DQO).

Como se pôde observar nas Tabelas 1 e 2, a maioria dos fotobiorreatores apresentados na literatura utilizou regime de operação em batelada e um volume útil muito abaixo do utilizado no presente estudo, que operou em regime contínuo. Deste modo, existe a necessidade de se definirem melhores parâmetros para operação de fotobiorreatores operados em contínuo, como os comprimentos de onda de LED, a intensidade luminosa, TDH e vazão, com objetivo de aperfeiçoar seu funcionamento em relação ao cultivo das microalgas e a remoção biológica de nutrientes. Estes tipos de sistema requerem maior atenção, uma vez que apresentam maior proximidade do funcionamento de uma estação de tratamento de água residuária doméstica real, em que há continuamente uma vazão de água residuária afluyente ao sistema de tratamento.

6 CONCLUSÕES

O fotobiorreator aberto simulando o funcionamento de uma LAT, operado em regime contínuo, sob vazão de $2,88 \text{ L d}^{-1}$ e TDH de 7 dias e, ainda, iluminado por uma combinação de comprimentos de onda de LED na luz azul e vermelha, sob intensidade de $815 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$ apresentou estabilidade e eficiência na remoção de DQO em água residuária sintética doméstica. O percentual de remoção de DQO foi de 90% de remoção, e este valor se apresenta acima do estabelecido pela Deliberação Normativa Conjunta 430/2011 do Conselho Estadual de Política Ambiental do Brasil (COPAM).

A produtividade de biomassa de microalgas ($6,80 \pm 1,9 \text{ g.d}^{-1}.\text{m}^{-2}$) e a produção líquida de oxigênio ($0,83 \text{ g.L}^{-1}$), bem como as condições de T e pH estabelecidas na LAT, foram importantes para alcançar os bons resultados de remoção de matéria orgânica.

Embora os sistemas de tratamento de águas residuárias por meio das microalgas apresentem grande divulgação científica para remoção de nutrientes, não houve remoção de N e P na LAT. Por outro lado, a LAT se mostra muito eficiente na remoção de matéria orgânica. Esta remoção também pode ser associada à presença de microalgas mixotróficas, o que representa uma possível justificativa para as elevadas concentrações de P e N medidos no presente estudo durante a Fase 3. Mais estudos são necessários para analisar a remoção de P e N por microalgas em sistemas operados em regime contínuo e iluminados por LEDs.

A intensidade luminosa ($815 \mu\text{E.m}^{-2}.\text{s}^{-1}$) e os comprimentos de onda de LED utilizados no presente estudo visaram, de acordo com a literatura estudada, obter uma boa produtividade de microalgas e eficiência no tratamento com relação à remoção de DQO, P e N. Por outro lado, considera-se que a intensidade luminosa utilizada foi elevada, uma vez que os valores dos indicadores de consumo de energia de LED medidos durante os experimentos foram bastante elevados. Devido a este fato, mais pesquisas precisam ser realizadas em reatores operados em regime contínuo e iluminados por LEDs em diferentes intensidades, visando assegurar boa tratabilidade da água residuária e menor consumo para iluminação.

7 SUGESTÕES PARA TRABALHOS FUTUROS

- Diante da estabilidade de produção de oxigênio observada no presente estudo, pesquisas podem ser realizadas visando avaliar o aproveitamento do oxigênio produzido pelas microalgas durante a fotossíntese nos fotobiorreatores iluminados por LEDs em sistemas de tratamento aeróbio.
- Estudar a influência da vazão, do TDH e de maiores cargas de DQO afluente no desempenho de fotobiorreatores abertos operados em regime contínuo. Uma vez que a maior parte das pesquisas com microalgas no tratamento de águas residuárias são realizadas em reatores em batelada e o regime contínuo apresenta-se mais próximo do que ocorre em uma estação de tratamento real.
- Investigar a produtividade de microalgas e eficiência do tratamento de águas residuárias em fotobiorreatores iluminados por LEDs com baixa intensidade luminosa e operados em regime contínuo.
- A intensidade da luz solar, apesar de economicamente viável, varia entre a alta intensidade nos dias ensolarados e baixa intensidade nos dias chuvosos. Já a luz artificial fornece melhor regulação da intensidade ao longo do dia. Diante disso, novos estudos podem avaliar a combinação de LEDs de baixa intensidade luminosa e a luz solar para iluminação de fotobiorreatores visando ao tratamento de águas residuárias.
- Uma vez que o presente estudo não apresentou eficiência na remoção de nutrientes, recomenda-se a realização de um estudo mais detalhado a respeito da remoção de P e N em fotobiorreatores iluminados por LEDs.

REFERÊNCIAS

- ABDEL-RAOUF, N.; AL-HOMAIDAN, A. A.; IBRAHEEM, I. B. M. Microalgae and wastewater treatment. **Saudi Journal of Biological Sciences**, v. 19, n. 3, p. 257–275, 2012.
- ADESANYA, V. O.; DAVEY, M. P., SCOTT, S. A. SMITH, A. G. Kinetic modelling of growth and storage molecule production in microalgae under mixotrophic and autotrophic conditions. **Bioresource Technology**. v. 157, p. 203-304, 2014.
- APHA. **Standard Methods for examination of water and wastewater**. 22a ed, Washington: American Water Work Association, Water Environmental Federation, 2012. 1496 pp.
- ARBIB, Z. et al. Optimization of pilot high rate algal ponds for simultaneous nutrient removal and lipids production. **Science of the Total Environment**, v. 589, p. 66–72, 2017.
- ASSEMANY, P. P. **Efeito da radiação solar e pré-desinfecção na caracterização lipídica de biomassa cultivada em lagoas de alta taxa utilizando esgoto doméstico**. 2013. 102 f. Dissertação de mestrado (Programa de Pós-Graduação em Engenharia Civil) - Universidade Federal de Viçosa. Viçosa, UFV, 2013.
- ASSIS, T. D. **Utilização de emissões atmosféricas como fonte de CO₂ no cultivo de microalgas: produtividade de biomassa e viabilidade econômica**. 2018. 88 f. Dissertação de mestrado (Programa de Pós-Graduação em Engenharia Civil) – Universidade Federal de Viçosa. Viçosa. UFV, 2018.
- ATTA, M; IDRIS, A; BUKHARI, A; WAHIDIN, S. et al. Intensity of blue LED light: A potential stimulus for biomass and lipid content in fresh water microalgae *Chlorella vulgaris*. **Bioresource Technology**, v. 148, p. 373–378, 2013.
- BAÊTA, B. E. L. **Tratamento de efluentes de indústria têxtil utilizando reatores anaeróbios de membranas submersas (SAMBR) com e sem carvão ativado em pó (CAP)**. 2012. 107 f. Dissertação de mestrado (Programa de Pós Graduação em Engenharia Ambiental) - Universidade Federal de Ouro Preto. Ouro Preto, UFOP, 2012.
- BAROUKH, C.; TURON, V.; BERNARD, O. Dynamic metabolic modeling of heterotrophic and mixotrophic microalgal growth on fermentative wastes. **PLOS Computational Biology**, v. 13, n. 6, p. 1–18, 2017.
- BASHA, C. A.; SENDHIL, J.; SELVAKUMAR, K. V.; MUNISWARAN, P. K. A.; LEE, C. W. Electrochemical degradation of textile dyeing industry effluent in batch and flow reactor systems. **Desalination**, v. 285, p. 188–197, 2012.
- BOROWITZKA, M. A; BOROWITZKA, L. J. **Micro-algal biotechnology**. Cambridge University Press, Cambridge, 1988, 47 p.
- BRENNAN, L.; OWENDE, P. Biofuels from microalgae - A review of technologies for production, processing, and extractions of biofuels and co-products. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 14, n. 2, p. 557–577, 2010.

BROWN, N.; SHILTON, A. Luxury uptake of phosphorus by microalgae in waste stabilisation ponds: Current understanding and future direction. **Reviews in Environmental Science and Biotechnology**, v. 13, n. 3, p. 321–328, 2014.

CHATTERJI, A.K. **Introduction to Environmental Biotechnology**. 3 ed. PHI learning: New York. 2011, 228 p.

CHEIRSILP, B.; TORPEE, S. Enhanced growth and lipid production of microalgae under mixotrophic culture condition: Effect of light intensity, glucose concentration and fed-batch cultivation. **Bioresource Technology**, v. 110, p. 510–516, 2012.

CHEN, H. B; WUA, J. Y; WANG, C. F; FU, C. C; SHIEH, C. J; CHENC, C. I; WANG, C. Y; LIU, Y. C. Modeling on chlorophyll a and phycocyanin production by *Spirulina platensis* under various light-emitting diodes. **Biochemical Engineering Journal**, v. 53, n. 1, p. 52–56, 2010.

CHINNASAMY, S; BHATNAGAR. A; HUNT, R. W. DAS, K. C. Microalgae cultivation in a wastewater dominated by carpet mill effluents for biofuel applications. **Bioresource Technology**, v. 101, n. 9, p. 3097–3105, 2010.

CHISTI, Y. Biodiesel from microalgae beats bioethanol. **Trends in Biotechnology**, v. 26, n. 3, p. 126–131, 2008.

CRAGGS, R.; SUTHERLAND, D.; CAMPBELL, H. Hectare-scale demonstration of high rate algal ponds for enhanced wastewater treatment and biofuel production. **Journal of Applied Phycology**, v. 24, n. 3, p. 329–337, 2012.

CROMAR, N. J.; FALLOWFIELD, H. J.; MARTIN, N. J. Determination of nitrogen and phosphorus partitioning within components of the biomass in a high rate algal pond: Significance for the coastal environment of the treated effluent discharge. **Water Science and Technology**, v. 25, n. 12, p. 207–214, 1992.

COUTO, E. D.; CALIJURI, M. L.; ASSEMANY, P. P.; TANGO, M. D.; SANTIAGO, A. F. Influence of solar radiation on nitrogen recovery by the biomass grown in high rate ponds. **Ecological Engineering**, v. 81, p. 140–145, 2014.

DELGADILLO-MIRQUEZ, L.; LOPES, F.; TAIDI, B.; PAREAU, D. Nitrogen and phosphate removal from wastewater with a mixed microalgae and bacteria culture. **Biotechnology Reports**, v. 11, p. 18–26, 2016.

DRIRA, N.; PIRAS, A.; ROSA, A.; PORCEDDA, S.; DHAOUADI, H. Microalgae from domestic wastewater facility's high rate algal pond: Lipids extraction, characterization and biodiesel production. **Bioresource Technology**, v. 206, p. 239–244, 2016.

FRANCO, A. F. T.; ARAÚJO, S. E.; PASSOS, F.; CHERNICHARO, C. A. L.; FILHO, C. R. M.; FIGUEREDO, C. C. Treatment of food waste digestate using microalgae-based systems with low-intensity light-emitting diodes. **Water Science and Technology**, v. 78, n. 1, p. 225–234, 2018.

GAO, F.; LI, C.; YANG, Z. H.; ZENG, G. M.; MU, J.; LIU, M.; CUI, W. Removal of nutrients, organic matter, and metal from domestic secondary effluent through microalgae cultivation in a membrane photobioreactor. **Journal of Chemical Technology and Biotechnology**, v. 91, n. 10, p. 2713–2719, 2016.

GARCÍA, D.; POSADAS, E.; BLANCO, S.; ACIÉN, G.; ENCINA, P. G.; BOLADO, S.; MUÑOZ, R. Evaluation of the dynamics of microalgae population structure and process performance during piggery wastewater treatment in algal-bacterial photobioreactors. **Bioresource Technology**, v. 248, p. 120–126, 2018.

GARCÍA, J.; GREEN, B. F.; LUNDQUIST, T.; MUJERIEGO, R.; MARINÉ, M. H.; OSWALD, W. J. Long term diurnal variations in contaminant removal in high rate ponds treating urban wastewater. **Bioresource Technology**, v. 97, n. 14, p. 1709–1715, 2006.

GE, Z.; ZHANG, H.; ZHANG, Y.; YAN, C.; ZHAO, Y. Purifying synthetic high-strength wastewater by microalgae *Chlorella vulgaris* under various light emitting diode wavelengths and intensities. **Journal of environmental health science & engineering**, v. 11, n. 1, p. 8, 2013.

GODOS, I.; BLANCO, S.; ENCINA, P. A. G.; BECARES, E.; MUÑOZ, R. Long-term operation of high rate algal ponds for the bioremediation of piggery wastewaters at high loading rates. **Bioresource Technology**, v. 100, n. 19, p. 4332–4339, 2009.

GONÇALVES, A. L.; PIRES, J. C. M.; SIMÕES, M. A review on the use of microalgal consortia for wastewater treatment. **Algal Research**, v. 24, p. 403–415, 2017.

GUTIÉRREZ, R.; FERRER, I.; MOLINA, A. G.; SALVADÓ, H.; GARCÍA, J.; UGGETTI, E. Microalgae recycling improves biomass recovery from wastewater treatment high rate algal ponds. **Water Research**, v. 106, p. 539–549, 2016.

HUANG, G. H.; CHEN, F.; WEI, D.; ZHANG, X.; CHEN, G. Biodiesel production by microalgal biotechnology. **Applied Energy**, v. 87, n. 1, p. 38–46, 2010.

JIA, H.; YUAN, Q. Removal of nitrogen from wastewater using microalgae and microalgae – bacteria consortia. **Cogent Environmental Science**, v. 31, n. 1, p. 1–15, 2016.

JORDÃO, E. P. Eficiência Energética em Tratamento de Esgotos. **Revista DAE**, edição de Maio, 15-19 p, 2008.

KIM, B. H.; KANG, Z.; RAMANAN, R.; CHOI, J. E.; CHO, D. H.; OH, H. M.; KIM, H. S. Nutrient removal and biofuel production in high rate algal pond using real municipal wastewater. **Journal of Microbiology Biotechnology**, v. 24, n. 8, p. 1123–1132, 2014b.

KIM, D. G.; LEE, C.; PARK, S. M.; CHOI, Y. E. Manipulation of light wavelength at appropriate growth stage to enhance biomass productivity and fatty acid methyl ester yield using *Chlorella vulgaris*. **Bioresource Technology**, v. 159, p. 240–248, 2014a.

KIM, T. H.; LEE, Y.; HAN, S. H.; HWANG, S. J. The effects of wavelength and wavelength mixing ratios on microalgae growth and nitrogen, phosphorus removal using *Scenedesmus* sp. for wastewater treatment. **Bioresource Technology**, v. 130, p. 75–80, 2013.

KURT, U.; APAYDIN, O.; GONULLU, M. T. Reduction of COD in wastewater from an organized tannery industrial region by Electro-Fenton process. **Journal of Hazardous Materials**, v. 143, p. 33–40, 2007.

LI, Y.; CHEN, Y. C.; CHEN, P.; MIN, M.; ZHOU, W.; MARTINEZ, B.; ZHU, J.; RUAN, R. Characterization of a microalga *Chlorella sp.* well adapted to highly concentrated municipal wastewater for nutrient removal and biodiesel production. **Bioresource Technology**, v. 102, n. 8, p. 5138–5144, 2011.

LIU, J.; WU, Y.; WU, C.; MUYLEAERT, K.; VUVERMAN, W.; YU, H. Q.; MUNÓZ, R.; RITTMANN, B. Advanced nutrient removal from surface water by a consortium of attached microalgae and bacteria: A review. **Bioresource Technology**, v. 241, p. 1127–1137, 2017.

MATTHIJS, H. C. P.; BALKE, H.; HES, U. M. V.; KROON, B. M. A.; MUR, L. R.; BINOT, R. A. Application of light-emitting diodes in bioreactors: Flashing light effects and energy economy in algal culture (*Chlorella pyrenoidosa*). **Biotechnology and Bioengineering**, v. 50, n. 1, p. 98–107, 1996.

MINAS GERAIS. **Deliberação Normativa Conjunta COPAM/CERH-MG N.º 1, de 05 de Maio de 2008**. Disponível em: <<http://www.mma.gov.br/port/conama/processos/EFABF603/DeliberaNormativaConjuntaCOPAM-CERHno01-2008.pdf>>. Acesso em: 8 Jun. 2018.

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

MONTEMEZZANI, V.; DUGGAN, I.; HOGG, I. D.; CRAGGS, R. J. A review of potential methods for zooplankton control in wastewater treatment High Rate Algal Ponds and algal production raceways. **Algal Research**, v. 11, p. 211–226, 2015.

MUÑOZ, R.; GUIEYSSE, B. Algal-bacterial processes for the treatment of hazardous contaminants: A review. **Water Research**, v. 40, n. 15, p. 2799–2815, 2006.

MURRAY, A. M.; FOTIDIS, I. A.; ISENSCHMID, A.; HAXTHAUSEN, K. R. A.; ANGELIDAKI, I. Wirelessly powered submerged-light illuminated photobioreactors for efficient microalgae cultivation. **Algal Research**, v. 25, n. April, p. 244–251, 2017.

NELSON, D. L.; COX, M. M. **Princípios de bioquímica de Lehninger**. 6. ed. Porto Alegre: Artmed, 2014.

NUSH, Netherlands. **Norm (NEN 6520)**. Norma holandesa sobre determinação de clorofila a pelo método do etanol. 4 pp. 1981.

OECD: **Guidelines for testing of chemicals simulation teste-aerobic sewage treatment**. Technical Report. Organization for Economic Co-operation and Development (OECD), Paris, 1996.

OOMS, M. D.; DINH, C. T.; SARGENT, E. H. SINTON, D. Photon management for augmented photosynthesis. **Nature Publishing Group**, v. 7, p. 1–13, 2016.

OSWALD, W. J.; GOTAAS, H. B. Photosynthesis in sewage treatment, **Transactions - American Society of Civil Engineers**, v. 122, n. 1, p. 73-105, 1957.

PARK, J. B. K.; CRAGGS, R. J. Nutrient removal in wastewater treatment high rate algal ponds with carbon dioxide addition. **Water Science and Technology**, v. 63, n. 8, p. 1758–1764, 2011.

PARK, J. B. K.; CRAGGS, R. J.; SHILTON, A. N. Wastewater treatment high rate algal ponds for biofuel production. **Bioresource Technology**, v. 102, n. 1, p. 35–42, 2011.

PARK, J.; SEO, J.; KWON, E. E. Microalgae Production Using Wastewater: Effect of Light-Emitting Diode Wavelength on Microalgal Growth. **Environmental Engineering Science**, v. 29, n. 11, p. 995–1001, 2012.

PEREZ-GARCIA, O.; BASHAN, Y. Microalgal heterotrophic and mixotrophic culturing for bio-refining: from metabolic routes to techno-economics. **Algal Biorefineries**, p. 61-131, 2015.

PEREZ-GARCIA, O.; ESCALANTE, F. M. E.; BASHAN, L. E. Heterotrophic cultures of microalgae: Metabolism and potential products. **Water Research**, v. 45, n. 1, p. 11–36, 2011.

PICOT, B.; HALOUANI, H. E.; CASELLAS, C.; MOERSIDIK, S.; BONTOUX, F. Nutrient Removal By High Rate Pond System. **Water Science and Technology**, v. 23, n. 1963, p. 1535–1541, 1991.

PINTO, M. A. T.; ONOYAMA, M. T. Remoção de matéria orgânica, fósforo e nitrogênio de esgotos domésticos utilizando o processo de lagoa de alta taxa. **Revista DAE - SABESP**, v. 161, p. 8, 1991.

POWELL, N.; SHILTON, A. N.; PRATT, S.; CHISTI, Y. Factors influencing luxury uptake of phosphorus by microalgae in waste stabilization ponds. **Environmental Science and Technology**, v. 42, n. 16, p. 5958–5962, ago. 2008.

POWELL, N. **Biological Phosphorus Removal by Microalgae in Waste Stabilisation Ponds**. 2009. 108 f. A thesis presented in partial fulfilment of the requirements for the degree of Doctor of Philosophy in Environmental Engineering - Massey University, New Zealand, 2009.

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

RAWAT, I.; KUMAR, R.; MUTANDA, T.; BUX, F. Dual role of microalgae: Phycoremediation of domestic wastewater and biomass production for sustainable biofuels production. **Applied Energy**, v. 88, n. 10, p. 3411–3424, 2011.

SALAMA, E. et al. Recent progress in microalgal biomass production coupled with wastewater treatment for biofuel generation. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 79, p. 1189–1211, 2017.

- SANTIAGO, A. DA F. **Avaliação do desempenho de lagoas de alta taxa no tratamento de esgoto pré-desinfectado submetidas a diferentes níveis de radiação solar**. 2013. 158 f. Tese de doutorado (Programa de Pós-Graduação em Engenharia Civil) - Universidade Federal de Viçosa, Viçosa: UFV, 2013.
- SANTIAGO, A. F.; CALIJURI, M. L.; ASSEMANY, P. P.; CALIJURI, M. C.; REIS, A, J, D. Algal biomass production and wastewater treatment in high rate algal ponds receiving disinfected effluent. **Environmental technology**, v. 34, n. 13–16, p. 1877–85, 2013.
- SANTOS, R. C. DE O.; FILHO, O. B.; GIORDANO, G. Proposta de um método racional para o dimensionamento de reatores de tratamento de esgotos por lodos ativados em bateladas para remoção de carga orgânica. **Engenharia Sanitaria e Ambiental**, v. 11, n. 2, p. 153–161, 2006.
- SCHULZE, P. S. C.; BARREIRA, L. A.; PEREIRA, H. G. C.; PERALES, J. A.; VARELA, J. C. S. Light emitting diodes (LEDs) applied to microalgal production. **Trends in Biotechnology**, v. 32, n. 8, p. 422–430, 2014.
- SHELEF, G.; AZOV, Y.; MORAINÉ, R. Nutrients Removal and Recovery in a Two-Stage High Rate Algal Wastewater Treatment System. 1982. **Water Science Technology**, v. 14, p. 87-100, 1982.
- SHEN, Y.; YUAN, W.; PEI, Z.; MAO, E. Culture of microalga botryococcus in livestock wastewater. **American Society of Agricultural and Biological Engineers ISSN**, v. 51, n. 3, p. 1395–1400, 2008.
- SHI, C. Y. Mass flow and energy efficiency of municipal wastewater treatment plants mass flow and energy efficiency of municipal wastewater treatment plants. London: **IWA Publishing**, 2011, 112 p.
- SILVA, L. M. L. **Avaliação de fotobiorreatores iluminados por diodos emissores de luz para o tratamento de efluentes domésticos**. 2017. 171 f. Dissertação de mestrado (Programa de Pós- Graduação em Engenharia Ambiental) - Universidade Federal de Ouro Preto, Ouro Preto: UFOP, 2016.
- SILVA, L. M. L.; SANTIAGO, A. F.; SILVA, G. M. Z.; VASSOLER, F.; BRAGA, M. C. R. B. Tratamento de efluentes em fotobiorreatores iluminados por diodos emissores de luz (LEDs) de baixa intensidade luminosa. **Revista AIDIS de Ingeniería y Ciencias Ambientales: Investigación, desarrollo y práctica**, v. 10, n. 1, p. 87–103, 2017.
- SINGH, S. P.; SINGH, P. Effect of temperature and light on the growth of algae species : A review. **Renewable and Sustainable Energy Reviews**, v. 50, p. 431–444, 2015.
- SOLOVCHENKO, A. et al. Phosphorus from wastewater to crops: An alternative path involving microalgae. **Biotechnology Advances**, v. 34, n. 5, p. 550–564, 2016.
- SUN, Y.; HUANG, Y.; LIAO, Q.; FU, Q.; ZHU, X. Enhancement of microalgae production by embedding hollow light guides to a flat-plate photobioreactor. **Bioresource Technology**, v. 207, p. 31–38, 2016.

SUTHERLAND, D. L.; WILLIAMS, C. H.; TURNBULL, M. H.; BROADY, P. A.; CRAGGS, R. J. Seasonal variation in light utilisation, biomass production and nutrient removal by wastewater microalgae in a full-scale high-rate algal pond. **Journal of Applied Phycology**, v. 26, n. 3, p. 1317–1329, 2014b.

SUTHERLAND, D. L.; TURNBULL, M. H.; CRAGGS, R. J. Increased pond depth improves algal productivity and nutrient removal in wastewater treatment high rate algal ponds. **Water Research**, v. 53, p. 271–281, 2014a.

TORREGROSSA, D.; SCHUTZ, G.; CORNELISSEN, A.; SANCHO, F. H.; HANSEN, J. Energy saving in WWTP: Daily benchmarking under uncertainty and data availability limitations. **Environmental Research**, v. 148, p. 330–337, 2016.

TSOLCHA, O. N.; TEKERLEKOPOULOU, A. G.; AKRATOS, C. S.; AGGELIS, G.; GENITSARIS, S.; GOUNI, M. M.; VAYENAS, D. V. Biotreatment of raisin and winery wastewaters and simultaneous biodiesel production using a *Leptolyngbya*-based microbial consortium. **Journal of Cleaner Production**, v. 148, p. 185–193, 2017.

VELOSO, V.; REIS, A.; GOUVEIA, L.; FERNANDES, H. L.; EMPIS J. A.; NOVAIS, J. M. Lipid production by *Phaeodactylum tricornutum*. **Bioresource Technology**, v. 38, n. 2-3, p. 115-119, 1991.

VIEIRA, N. D. B.; SILVA, I. F. D. S. Dimensionamento e análise multicritério de sistemas de lodos ativados para o município de Itajubá-Mg. **Revista Brasileira de Energias Renováveis**, v. 4, n. 4, 2015.

VON SPERLING, M. **Introdução à qualidade das águas e ao tratamento de esgotos**. 3 ed. Belo Horizonte: DESA-UFMG, 2005, 452p.

VON SPERLING, M. **Lagoas de Estabilização**. 2 ed. Belo Horizonte: DESA-UFMG, 2013, 196p.

WANG, B.; LAN, C. Q. Biomass production and nitrogen and phosphorus removal by the green alga *Neochloris oleoabundans* in simulated wastewater and secondary municipal wastewater effluent. **Bioresource Technology**, 2011.

WANG, C. Y.; FU, C. C.; LIU, Y. C. Effects of using light-emitting diodes on the cultivation of *Spirulina platensis*. **Biochemical Engineering Journal**, v. 37, p. 21–25, 2007.

WATANABE, M.; KOHATA, K.; KUNUGI, M. Phosphate Accumulation and metabolism by *Heterosigma Akashiwo* (Raphidophyceae) during diel vertical migration in a stratified microcosm. **Journal of Phycology**, v. 24, n. 1, p. 22–28, 1988.

XU, B.; CHENG, P.; YAN, C.; PEI, H.; HU, Q. The effect of varying LED light sources and influent carbon/nitrogen ratios on treatment of synthetic sanitary sewage using *Chlorella vulgaris*. **World Journal of Microbiology and Biotechnology**, v. 29, n. 7, p. 1289–1300, 2013.

XU, L.; WEATHERS, P. J.; XIONG, X. R.; LIU, C. Z. Microalgal bioreactors: Challenges and opportunities. **Engineering in Life Sciences**, v. 9, n. 3, p. 178–189, 2009.

YAN, C.; ZHAO, Y.; ZHENG, Z.; LUO, X. Effects of various LED light wavelengths and light intensity supply strategies on synthetic high-strength wastewater purification by *Chlorella vulgaris*. **Biodegradation**, v. 24, n. 5, p. 721–732, 2013a.

YAN, C.; ZHANG, L.; LUO, Z.; ZHENG, Z. Effects of various LED light wavelengths and intensities on the performance of purifying synthetic domestic sewage by microalgae at different influent C/N ratios. **Ecological Engineering**, v. 51, p. 24–32, 2013b.

YAN, C.; LUO, X.; ZHENG, Z. Performance of purifying anaerobic fermentation slurry using microalgae in response to various LED light wavelengths and intensities. **Journal of Chemical Technology and Biotechnology**, v. 88, n. 9, p. 1622–1630, 2013c.

YANG, C.; HUA, Q.; SHIMIZU, K. Energetics and carbon metabolism during growth of microalgal cells under photoautotrophic, mixotrophic and cyclic light-autotrophic/dark-heterotrophic conditions. **Biochemical Engineering Journal**, v. 6, n. 2, p. 87–102, 2000.

YAO, L.; SHI, J.; MIAO, X. Mixed wastewater coupled with CO₂ for microalgae culturing and nutrient removal. **PLOS ONE**, v. 10, n. 9, p. 1–16, 2015.

YEN, H. W.; HU, I. C.; CHEN, C. Y.; HO, S. S.; LEE, D. J.; CHANG, J. S. Microalgae-based biorefinery - From biofuels to natural products. **Bioresource Technology**, v. 135, p. 166–174, 2013.

ZHAO, Y.; WANG, J.; ZHANG, H.; YAN, C.; ZHANG, Y. Effects of various LED light wavelengths and intensities on microalgae-based simultaneous biogas upgrading and digestate nutrient reduction process. **Bioresource Technology**, v. 136, p. 461–468, 2013.

ZIJFFERS, J. W. F.; SCHIPPERS, K. J.; ZHENG, K.; JANSSEN, M.; TRAMPER, J.; WIJFFELS, R. R. Maximum Photosynthetic Yield of Green Microalgae in Photobioreactors. **Marine Biotechnology**, v. 12, n. 6, p. 708–718, 2010.

APÊNDICES

APÊNDICE A - Parâmetros cinéticos calculados para a LAT durante a Fase 3.

Tempo (dias)	DQO Total - Água residuária sintética (mg/L)	DQO Solúvel LAT - Saída	SSV - LAT (mg/L)	SSV - Água residuária Sintética (mg.L ⁻¹)	TDH	Taxa específica de remoção de substrato	Coefficiente de produção celular
						q (mg/L DQO / mg/L SSV * t)	y (mg SSV/mgDQO)
20	820,5	70,4	200,0	60,0	7	26,3	0,2
23	858,4	69,4	300,0	3,3	7	18,4	0,4
29	885,6	73,9	333,3	6,7	7	17,0	0,4
31	891,1	66,3	400,0	20,7	7	14,4	0,5
35	860,7	70,3	162,2	13,3	7	34,1	0,2
38	852,2	92,8	244,4	10,0	7	21,7	0,3
42	860,5	89,0	149,0	0,0	7	36,2	0,2
44	866,6	92,2	250,0	0,0	7	21,7	0,3
51	860,7	68,3	255,6	26,7	7	21,7	0,3
55	873,8	90,7	280,0	13,3	7	19,6	0,3
57	873,8	93,7	345,2	36,7	7	15,8	0,4
60	890,7	97,7	277,8	20,0	7	20,0	0,3

Fonte: Elaborado pela autora (2018).

APÊNDICE B: Valores das variáveis diárias.

Tempo (dias)	pH	OD (mg.L⁻¹)	Temperatura (°C)
1	7,5 ± 0,3	0,3 ± 0,1	27,8 ± 4,4
2	7,9 ± 0,1	0,3 ± 0,1	30,1 ± 1,8
3	8,5 ± 0,1	4,6 ± 3,7	26,0 ± 1,5
4	8,0 ± 0,2	6,3 ± 3,5	24,3 ± 4,3
5	7,8 ± 0,1	6,3 ± 3,7	24,8 ± 6,3
6	7,9 ± 0,0	6,6 ± 0,1	24,8 ± 6,3
7	7,8 ± 0,1	5,7 ± 3,9	27,9 ± 0,6
8	8,0 ± 0,1	7,0 ± 0,1	24,9 ± 6,0
9	8,9 ± 0,2	9,7 ± 0,1	24,0 ± 0,1
10	8,9 ± 0,15	9,1 ± 0,2	23,3 ± 1,4
11	9,2 ± 0,1	9,3 ± 0,4	23,3 ± 1,3
12	8,0 ± 0,1	5,7 ± 0,1	23,6 ± 0,1
13	7,7 ± 0,1	3,6 ± 0,4	26,8 ± 1,1
14	8,0 ± 0,2	3,5 ± 1,7	25,4 ± 0,4
15	8,1 ± 0,15	4,5 ± 0,2	24,2 ± 0,2
16	8,0 ± 0,3	5,0 ± 0,1	24,4 ± 1,5
17	8,2 ± 0,1	6,5 ± 0,1	23,3 ± 1,9
18	6,7 ± 0,1	7,5 ± 0,1	24,1 ± 1,8
19	7,0 ± 0,1	5,9 ± 0,1	23,8 ± 0,1
20	7,7 ± 0,1	6,0 ± 1,6	25,2 ± 2,1
21	8,2 ± 1,0	6,1 ± 0,7	26,5 ± 0,6
22	9,0 ± 0,1	6,6 ± 0,1	25,8 ± 0,1
23	8,8 ± 0,3	5,9 ± 1,0	26,7 ± 0,5
24	8,5 ± 0,1	6,6 ± 0,1	27,2 ± 0,1
25	8,9 ± 0,1	6,6 ± 0,1	27,2 ± 0,1
26	8,2 ± 0,1	5,5 ± 0,1	27,0 ± 0,1
27	8,6 ± 0,1	4,6 ± 0,1	27,3 ± 0,1
28	8,9 ± 0,1	6,6 ± 0,0	26,7 ± 0,1
29	8,9 ± 0,1	6,4 ± 0,3	26,6 ± 0,15
30	8,8 ± 0,0	5,2 ± 1,4	26,7 ± 0,3
31	8,9 ± 0,1	7,1 ± 0,0	26,0 ± 0,1
32	8,9 ± 0,1	6,5 ± 0,0	26,5 ± 0,2
33	9,0 ± 0,1	6,6 ± 0,1	27,6 ± 0,1
34	8,8 ± 0,1	5,4 ± 0,0	27,5 ± 0,0
35	8,1 ± 0,1	4,9 ± 0,1	27,0 ± 0,2
36	8,6 ± 0,1	5,1 ± 0,1	27,5 ± 0,1
37	8,3 ± 0,1	5,4 ± 0,0	26,9 ± 0,1
38	9,0 ± 0,1	6,3 ± 0,0	27,1 ± 0,1
39	8,9 ± 0,1	4,7 ± 0,1	28,2 ± 0,2
40	8,9 ± 0,1	6,3 ± 0,0	26,9 ± 0,1
41	9,0 ± 0,0	6,0 ± 0,0	27,2 ± 0,0
42	8,9 ± 0,1	6,6 ± 0,1	26,8 ± 0,1
43	9,0 ± 0,1	6,6 ± 0,1	26,7 ± 0,1
44	8,8 ± 0,0	6,5 ± 0,0	27,0 ± 0,0
45	8,9 ± 0,1	6,7 ± 0,0	27,5 ± 0,1
46	8,7 ± 0,0	5,9 ± 0,1	27,5 ± 0,1
47	8,9 ± 0,0	5,8 ± 0,1	27,5 ± 0,0

Tempo (dias)	pH	OD (mg.L⁻¹)	Temperatura (°C)
48	8,9 ± 0,1	6,2 ± 0,1	27,5 ± 0,1
49	9,0 ± 0,0	6,3 ± 0,1	27,4 ± 0,1
50	9,0 ± 0,1	7,0 ± 0,0	27,1 ± 0,1
51	9,0 ± 0,1	7,6 ± 0,1	27,0 ± 0,0
52	9,0 ± 0,1	7,1 ± 0,0	26,3 ± 0,1
53	8,5 ± 0,1	5,9 ± 0,1	26,0 ± 0,1
54	8,8 ± 0,0	6,2 ± 0,0	26,0 ± 0,2
55	8,8 ± 0,0	5,6 ± 0,0	27,6 ± 0,1
56	8,9 ± 0,1	5,2 ± 0,1	27,3 ± 0,1
57	8,0 ± 0,2	6,1 ± 0,3	27,5 ± 0,0
58	8,5 ± 0,15	6,0 ± 0,0	27,0 ± 0,2
59	7,0 ± 0,1	6,3 ± 0,4	27,6 ± 0,15
60	8,1 ± 0,2	6,0 ± 0,2	27,0 ± 0,15

Fonte: Elaborado pela autora (2018).