



Universidade de Évora - Escola de Ciências e Tecnologia

Mestrado em Engenharia Agronómica

Dissertação

**Iluminação LED em câmaras de crescimento de plantas.
Influência na eficiência energética e desenvolvimento das
plantas.**

João Miguel Pantaleão Cruz

Orientador(es) | Fátima Baptista
Augusto António Peixe

Évora 2021



Universidade de Évora - Escola de Ciências e Tecnologia

Mestrado em Engenharia Agronómica

Dissertação

**Iluminação LED em câmaras de crescimento de plantas.
Influência na eficiência energética e desenvolvimento das
plantas.**

João Miguel Pantaleão Cruz

Orientador(es) | Fátima Baptista
Augusto António Peixe

Évora 2021



A dissertação foi objeto de apreciação e discussão pública pelo seguinte júri nomeado pelo Diretor da Escola de Ciências e Tecnologia:

Presidente | Vasco Fitas da Cruz (Universidade de Évora)

Vogais | Augusto António Peixe (Universidade de Évora) (Orientador)
Renato Ruas Coelho (Universidade de Évora) (Arguente)

“O desconhecido só existe até alguém ter a ousadia de lá chegar.”

Miguel Ribeiro

AGRADECIMENTOS

Primeiramente, à minha família pelo seu apoio, dedicação e perseverança durante os bons e maus momentos que ocorreram no caminho que me trouxe até aqui.

Aos meus orientadores, o professor Augusto Peixe e a professora Fátima Baptista pela sua paciência, ensinamentos e disponibilidade ao longo destes dois anos de trabalho.

A Patrícia Santos, pelo apoio emocional, dedicação e companheirismo ao longo dos anos.

Por último, durante a elaboração desta dissertação beneficieei ainda da ajuda diversas pessoas amigas que reviram partes do manuscrito, forneceram informações e criticaram construtivamente este trabalho. Neste contexto necessito de agradecer a Augusto Ribeiro, Rita Pires, Hugo Ribeiro, Diogo Coelho, David Botas e ao professor Renato Coelho.

RESUMO

As mais recentes previsões para a evolução da população mundial, apontam para 9,7 mil milhões de pessoas em 2050. Este cenário demonstra que serão necessários sistemas de produção mais eficientes, como as unidades de crescimento de plantas. Nestas unidades, a produção ocorre em ambiente totalmente controlado, com recurso à iluminação artificial. O principal constrangimento destes sistemas é o seu elevado consumo energético, contudo a substituição da iluminação fluorescente por LEDs permitiu reduzir este “input”. No entanto, existe ainda pouca informação acerca da resposta das plantas a este tipo de luz. Neste trabalho avaliou-se a resposta de plantas de alface (*Lactuca sativa*) e espinafre (*Spinacea oleracea*) a dois sistemas de iluminação distintos. Para tal, utilizou-se uma câmara de crescimento de plantas, equipada com iluminação fluorescente e LEDs brancos. A melhor produção obteve-se com a utilização de iluminação fluorescente e a melhor relação custo/benefício foi obtida com a utilização de iluminação LED.

Palavras-chave: Ambiente controlado, Câmaras climáticas, Díodo emissor de luz, Iluminação fluorescente.

LED lighting in plant growth chambers. Effect on the energy efficiency and plant development.

ABSTRACT

The most recent forecasts for world population points to 9.7 billion people by 2050. This scenario demonstrates that more efficient production systems will be needed, like the plant growth units. In these units, production takes place in a fully controlled environment, using artificial light. The main constraint of these systems is the high energy consumption. However, the replacement of fluorescent lighting by LEDs has significantly reduced this input. Nevertheless, information about the response of plants to this type of light is scarce. The main objective of this work was to evaluate the response of lettuce (*Lactuca sativa*) and spinach (*Spinacea oleracea*) to two different light sources. In this work, we used a plant growth chamber equipped either with fluorescent light or white LEDs. The best production was achieved with the use of fluorescent lighting, the best cost benefit relation was obtained with the use of LED lighting.

Keyword: Controlled environment, Plant growth chambers, Light emitting diode, Fluorescent lighting.

ÍNDICE

RESUMO.....	i
ABSTRACT	ii
ÍNDICE DE ABREVIATURAS.....	v
ÍNDICE FIGURAS	vii
ÍNDICE DE TABELAS	x
1. INTRODUÇÃO	xi
2. ENQUADRAMENTO DO ESTUDO E ESTADO DA ARTE	14
2.1. Aumento Populacional, Segurança e Disponibilidade de Alimentos ..	14
2.2. Contribuição da Produção Agrícola num Contexto de Emergência/Alteração Climática.....	16
2.3. Ambiente Controlado em Agricultura	19
2.3.1. Características da AAC e razões para a desenvolver.....	21
2.4. Aspetos da Produção em Ambiente Controlado Capazes de Condicionar a Resposta das Plantas.....	23
2.4.1. Temperatura e humidade.....	23
2.4.2. Radiação fotossinteticamente ativa	24
2.4.2.1. Fotossíntese.....	25
2.4.2.2. Fotorreceptores e fotossistemas	28
2.5. Fontes de Iluminação Artificial	30
2.6. Produção de Plantas e Iluminação Artificial	34
3. MATERIAIS E MÉTODOS	37
3.1. Instalações, Equipamentos e Monitorização de Dados Climáticos	37
3.2. Material Vegetal	40
3.2.1. Germinação e Individualização das Plantas	40
3.2.2. Preparação dos Ensaios	42
3.3. Determinação de Parâmetros Fisiológicos das culturas	43

3.4.	Rendimento cultural e eficiência energética.....	44
3.5.	Delineamento Experimental e Análise de Dados	44
4.	RESULTADOS E DISCUSSÃO	46
4.1.	Avaliação dos Parâmetros Ambientais.....	46
4.2.	Avaliação do Consumo Energético	48
4.3.	Avaliação dos Parâmetros Produtivos e Fisiológicos.....	49
4.3.1.	Alface	49
4.3.1.1.	Parâmetros produtivos	49
4.3.1.2.	Parâmetros fisiológicos	51
4.3.2.	Espinafre.....	57
5.	CONCLUSÃO	59
6.	BIBLIOGRAFIA	60
7.	ANEXOS	79

ÍNDICE DE ABREVIATURAS

- % – Percentagem
- μmol – Micromole
- 3-PGA – Ácido 3-foglicerílico
- AAC – Agricultura em Ambiente Controlado
- ATP – Adenosina trifosfato
- $\text{C}_6\text{H}_{12}\text{O}_6$ – Glicose
- CCP – Camara de Crescimento de Plantas
- CH_4 – Metano
- cm – Centímetro
- CO_2 – Dióxido de carbono
- COVID-19 – Doença do SARS-CoV-2
- DC – Depois de Cristo
- F – Teste de Fisher
- g – Grama
- G3P – Gliceraldeído-3-fosfato
- GEE – Gases com efeito de estufa
- GL – Graus de liberdade
- Gt – Gigatoneladas
- H^+ – Hidrogénio
- H_2O – Água
- HID – Lâmpadas de descarga de gás de alta intensidade
- Kw – Quilowatt
- L – Litro
- LED – Díodos emissores de luz
- m^2 – Metro quadrado
- mm – Milímetro
- mS – MiliSiemens
- N_2O – Oxido nitroso
- NADPH – Fosfato de dinucleótido de nicotinamida e adenina
- NO_2 – Dióxido de nitrogénio
- NO_x – Óxidos de azoto
- O_2 – Oxigénio

°C – graus Celsius

p – *p-value*

p.e. – Por exemplo

PAR – Radiação fotossinteticamente ativa

PPF – fluxo fotossintético de fótons

ppm – partes por milhão

PSI – Fotossistema I

PSII – Fotossistema II

QM – Quadrado médio

R / FR – Razão vermelho infravermelho

R^2 – Coeficiente de determinação

RCP – Vias de concentração representativas

RuBisCo – ribulose-1,5-bisfosfato carboxilase oxigenase

RuBP – Ribulose-1,5-bisfosfato

s – Segundo

SQ – Soma dos quadrados

UV – Ultravioleta

W – *Watt*

ÍNDICE FIGURAS

Figura 1 - Evolução da população mundial: estimativas, 1950-2020, projeções de médias variantes, 2020-2100, com intervalos de previsão de 80% e 95%. Fonte: United Nations (2019)	14
Figura 2 - Distribuição da subnutrição no mundo (em milhões) em 2018. Fonte: FAO et al. (2020).....	15
Figura 3 - Média global do dióxido de carbono atmosférico. Fonte: NOAA (2020)	17
Figura 4 - Aumento da temperatura média da superfície global simulada em função das emissões globais totais cumulativas de dióxido de carbono. Fonte: Seneviratne et al. (2016).	18
Figura 5 - Escala entre mudanças regionais em temperaturas extremas anuais e mudanças na temperatura média global, com metas de emissões cumulativas globais de CO ₂ associadas. São apresentados os resultados da temperatura diurna máxima anual (TX _x) na região do Mediterrâneo (30° a 45° N, 10° W a 45° E) (a) e para a temperatura noturna mínima (TN _n) no Ártico (65° a 90°N, 180° W a 180° E) (b). Fonte: Seneviratne et al. (2016).	18
Figura 6 - Evolução dos sistemas de produção agrícola. Adaptado: Horiba, 2016; HSBNoticias, 2018; United Agro Technologies, 2020; Youm, 2019	20
Figura 7 - Fabrica de plantas da Toshiba em Yokosuka (Japão). Fonte: Toshiba News and Highlights (2014)	22
Figura 8 - A - Câmara "Reach-in". Fonte: http://www.pgeb.uff.br (2019). B - Camara "Walk-in". Fonte: ARALAB (n.d.).....	22
Figura 9 - Dependência da temperatura e pontos de referência para uma reação biológica típica. Fonte: Hopkins & Huner (2010).	24
Figura 10 - Espectro da radiação solar incidente no topo da atmosfera e ao nível da superfície do mar. Fonte: Oliver (2018)	25
Figura 11 - Espectros de absorção da clorofila a, clorofila b, betacarotenos e do fitocromo (Pfr e Pr). Fonte: Pinho (2008).	29
Figura 12 - Estrutura de uma lâmpada incandescente na direita (Tian, 2016). Lâmpadas fluorescentes de diferentes formatos na esquerda (Taube, 2005).	31
Figura 13 - Princípio de funcionamento (a) e estrutura de um LED (b). Fonte: a) Inductiveload (2009) e b) FiberLabs (n.d.)	33

Figura 14 - Câmara de crescimento de plantas Fitoclima 1200 PHL (ARALAB). A - Exterior, equipada com iluminação fluorescente, B- Interior, equipada com iluminação LED, sensores de temperatura e sensores de humidade.	37
Figura 15 - Figura esquemática da câmara de crescimento de plantas fitoclima 1200PHL, produzida pela ARALAB. Adaptado: ARALAB (n.d.)	38
Figura 16 - Posição dos sensores de temperatura em metade da câmara de crescimento de plantas (A – Vista superior e inferior, B – Vista traseira e frontal e C – Vistas laterais) (Os desenhos não se encontram à escala real).....	39
Figura 17 - Posição dos sensores de humidade em metade da câmara de crescimento de plantas (A – Vista superior e inferior, B – Vista traseira e frontal e C – Vistas laterais) (Os desenhos não se encontram à escala).....	39
Figura 18 - Medidor de consumo elétrico FINDER 7E.64.8.230.0010.....	40
Figura 19 - Estufins utilizados para a germinação das sementes de alface e espinafre.....	41
Figura 20 - Plantas de alface e espinafre transplantadas para os vasos definitivos, em tabuleiros com fertirrega.....	41
Figura 21 - A - Plantas de espinafres prontas a começar os ensaios. B - Plantas de alface em pleno ensaio com o sistema de fertirrega visível.	42
Figura 22 - Figura esquemática da câmara de crescimento de plantas fitoclima 1200PHL, produzida pela ARALAB, com a disposição das plantas no interior da CCP. Adaptado: ARALAB (n.d.)	42
Figura 23 - A - Porômetro Delta-T AP4 (AlphaOmega Electronics, n.d.). B – Medidor teor de clorofilas Hansatech instruments cl-01 (Hansatech, n.d.) C - Fluorómetro Opti-Sciences OS30p+ (Opti-Sciences, n.d.).....	43
Figura 24 - Medidor de fotossíntese portátil LCi (Alsina, n.d.).....	44
Figura 25 - Mapeamento da variação térmica de uma câmara de crescimento de plantas Fitoclima 1200 PHL (ARALAB), equipada com iluminação fluorescente, durante: A - Controlo noite, B – Ensaio noite, C – Controlo dia e D - Ensaio dia. Os valores de temperatura apresentados encontram-se em graus Celsius.	46
Figura 26 - Mapeamento da variação térmica de uma câmara de crescimento de plantas Fitoclima 1200 PHL (ARALAB), equipada com iluminação LED, durante: A - Controlo noite, B – Ensaio noite, C – Controlo dia e D - Ensaio dia. Os valores de temperatura apresentados encontram-se em graus Celsius.	47

Figura 27 - Consumo energético acumulado das câmaras de crescimento de plantas durante os 30 dias de ensaio.....	48
Figura 28 - Peso fresco e seco para a espécie alface, com barras verticais a representar o intervalo de confiança de 95%, aos 30 dias de ensaio.	50
Figura 29 - Plantas de alface no fim do ensaio com iluminação fluorescente (A) e LED (B).....	51
Figura 30 - Valores de eficiência quântica do fotossistema II (Fv/Fm) para as plantas de alface, com barras verticais a representar o intervalo de confiança de 95%, aos 10, 20 e 30 dias de ensaio.	52
Figura 31 - Valores de dióxido de carbono subestomático e a taxa de fotossíntese líquida, com barras verticais a representar o intervalo de confiança de 95%, para as plantas de alface, aos 30 dias de ensaio.....	53
Figura 32 - Teor de clorofilas nas folhas, com barras verticais a representar o intervalo de confiança de 95%, para as plantas de alface, aos 10, 20 e 30 dias de ensaio.....	53
Figura 33 - Valores médios de condutância estomática, com barras verticais a representar o intervalo de confiança de 95%, recolhidos aos 10, 20 e 30 dias de ensaio das plantas alface.	55
Figura 34 - Consumo de solução nutritiva das plantas de alface em cada nível de produção, com as respetivas barras de erro.	56
Figura 35 - Plantas de espinafre no fim do ensaio com iluminação fluorescente (A) e LED (B).....	57

ÍNDICE DE TABELAS

Tabela 1 - Comparação entre os diferentes tipos de lâmpadas. Adaptado de Tian (2016).....	34
Tabela 2 - Resultado da análise de variância para a variável dependente peso fresco.	79
Tabela 3 - Resultado da análise de variância para a variável dependente peso seco.....	79
Tabela 4 - Resultado da análise de variância para a variável dependente eficiência do fotossistema II aos 10 dias de ensaio.....	80
Tabela 5 - Resultado da análise de variância para a variável dependente eficiência do fotossistema II aos 20 dias de ensaio.....	80
Tabela 6 - Resultado da análise de variância para a variável dependente eficiência do fotossistema II aos 30 dias de ensaio.....	80
Tabela 7 - Resultado da análise de variância para a variável dependente taxa de fotossíntese líquida.	81
Tabela 8 - Resultado da análise de variância para a variável dependente dióxido de carbono subestomático.	81
Tabela 9 - Resultado da análise de variância para a variável dependente teor de clorofilas aos 10 dias de ensaio.	81
Tabela 10 - Resultado da análise de variância para a variável dependente teor de clorofilas aos 20 dias de ensaio.	82
Tabela 11 - Resultado da análise de variância para a variável dependente teor de clorofilas aos 30 dias de ensaio.	82
Tabela 12 - Resultado da análise de variância para a variável dependente condutância estomática aos 10 dias de ensaio.....	83
Tabela 13 - Resultado da análise de variância para a variável dependente condutância estomática aos 20 dias de ensaio.....	83
Tabela 14 - Resultado da análise de variância para a variável dependente condutância estomática aos 30 dias de ensaio.....	83

1. INTRODUÇÃO

Antes de serem utilizados como sistema de iluminação, os LEDs, já se utilizavam como indicadores de potência ou estado em dispositivos eletrônicos. Com o passar dos anos a tecnologia evoluiu e o que era um pequeno ponto luminoso, tornou-se um ponto brilhante com potencial luminoso. Nos dias de hoje, os LEDs encontram-se amplamente difundidos e assumem-se como uma das principais fontes de iluminação. A sua rápida expansão deve-se às vantagens associadas a este sistema, podendo estas ser divididas em quatro grupos: durabilidade, ambiente, economia e adaptabilidade.

Durabilidade: A vida útil de uma lâmpada incandescente é de aproximadamente mil horas, uma fluorescente andar à volta das 30 mil horas e uma lâmpada LED poderá atingir as 50 mil horas (Levison, n.d.). Uma das razões que permitem os LEDs terem uma vida útil longa é o facto de operar a temperaturas reduzidas, evitando o envelhecimento dos materiais que constituem a lâmpada e os restantes componentes da instalação elétrica (difusores, cablagens, suportes, etc). Apresentam ainda uma construção muito robusta, sem invólucro de vidro frágil e a sua vida útil não encurta devido a ciclos repetitivos de ligar/desligar (Bourget, 2008).

Ambiente: Existe cada vez mais na sociedade, a preocupação de utilizar produtos isentos de substâncias perigosas (metais pesados, químicos, substâncias cancerígenas, etc). As lâmpadas fluorescentes, por exemplo, contêm mercúrio, que, em caso de quebra acidental, podem gerar problemas graves na saúde e toxicidade ambiental (Bourget, 2008; Ticleanu & Littlefair, 2015). Para além disto, ainda existe, em muitos Países, uma taxa extra para realizar o abate em fim de vida destes equipamentos. Neste aspeto os LEDs surgem como uma solução, pois são praticamente isentos de substâncias perigosas (Bourget, 2008).

Economia: Em termos económicos, a tecnologia LED tem-se comportado como a maioria dos bens materiais, ou seja, no momento de conceção apresentam o seu valor máximo e, com o passar do tempo, vão desvalorizando (Bureau of Labor Statistics, 2015). Atualmente, o custo de aquisição de iluminação LED é apenas ligeiramente mais dispendioso do que adquirir outro sistema equivalente (Leroy Merlin, 2020). Esta tendência de redução do custo

de aquisição, associado a durabilidade e eficiência energética superior, torna cada vez mais viável economicamente adquirir iluminação LED.

Adaptabilidade: Os LEDs são pequenos, regra geral variam entre os 3 e 10 mm, e leves, permitindo uma grande flexibilidade no design das armações que os alojam. Substituem-se assim sistemas de iluminação volumosos, que necessitam de alojar lâmpadas, refletores, arrancadores, entre outros, por sistemas de baixo perfil e reduzidas dimensões (Bourget, 2008). Isto, associado à capacidade de produzir praticamente qualquer espectro luminoso, confere uma grande capacidade aos LEDs de se adaptarem a uma grande variedade de funções, entre elas o crescimento de plantas.

As plantas dependem da fotossíntese, processo que utilizam para transformar três “inputs” (H_2O , CO_2 e radiação solar) em três “outputs” (O_2 , H_2O e carboidratos) (Rye et al., 2013). Quando um dos três “inputs” é limitado vai ocorrer uma redução dos “outputs”, condicionando o crescimento das plantas. A água foi o primeiro fator da fotossíntese que o homem aprendeu a controlar, mais recentemente, começou-se a realizar o mesmo com o dióxido de carbono. Assim, para maximizar a fotossíntese e com ela o crescimento das plantas, necessitamos agora de conseguir controlar o último “input”, a radiação.

Atualmente, mediante a utilização de iluminação artificial, já é possível realizar o controlo ou complementação da radiação que as plantas recebem. O paradigma atual nesta área, é descobrir qual o espectro ideal para o crescimento e/ou desenvolvimento vegetal, pois, as plantas não absorvem na mesma quantidade a totalidade do espectro. Neste momento, o espectro mais utilizado para este fim é constituído maioritariamente pelos comprimentos de onda azul e vermelho.

Sobre a utilização destes comprimentos de onda, Ticleanu & Littlefair (2015) referem, num artigo de revisão sobre os efeitos da iluminação LED na saúde humana, que os comprimentos de onda curtos (UV e Azul) apresentam maior risco. Por esse motivo, parece ser necessário repensar o espectro que se encontra em desenvolvimento, pois, apesar de poder ser extremamente eficiente no que respeita à sua utilização pelas plantas, terá limitações na utilização em unidades de crescimento de plantas, onde o conforto dos utilizadores não pode ser descurado em detrimento unicamente da eficiência produtiva.

Os LEDs brancos surgem como uma solução aos problemas apresentados, tanto ao nível dos espectros como da saúde humana. A luz branca é constituída pelo espectro correspondente à luz visível (azul, verde e vermelho), encontrando-se neste os dois comprimentos de onda mais utilizados pelas plantas e avaliados pelos investigadores. No que toca à saúde humana, sabe-se que, desde que a iluminação tenha uma frequência superior a 60Hz, não apresentam efeitos adversos para a maioria da população (Ticleanu & Littlefair, 2015). Apresentam apenas a desvantagem de serem um pouco menos eficientes que os LEDs monocromáticos, o que se deve à necessidade de um revestimento com fósforo (Bourget, 2008).

Tendo em conta o atrás referido, o objetivo deste trabalho é avaliar como dois sistemas de iluminação (LED e Fluorescente), com espectros brancos, afetam as plantas e o ambiente controlado em que se encontram inseridos. Para tal, far-se-á a monitorização do comportamento das câmaras de crescimento de plantas, equipadas com iluminação LED e fluorescente, e o comportamento das espécies em estudo, alface e espinafre, mediante o estudo de parâmetros fisiológicos (taxa de fotossíntese, condutância estomática, teor de clorofilas e avaliação da eficiência máxima do fotossistema II pela análise da fluorescência da clorofila *a*) e culturais (peso da matéria fresca e da matéria seca).

2. ENQUADRAMENTO DO ESTUDO E ESTADO DA ARTE

2.1. Aumento Populacional, Segurança e Disponibilidade de Alimentos

As Nações Unidas divulgaram recentemente projeções para a evolução populacional, baseadas em dados até 2019, e obtidas mediante uma metodologia probabilística Bayesiana (Fig. 1). De acordo com este estudo, a população mundial deve passar de 7,7 mil milhões em 2019, para 8,5 mil milhões em 2030, 9,7 mil milhões em 2050 e 10,9 mil milhões em 2100, o que corresponde a aumentos face à situação atual de 10%, 26% e 42%, respetivamente (United Nations, 2019).

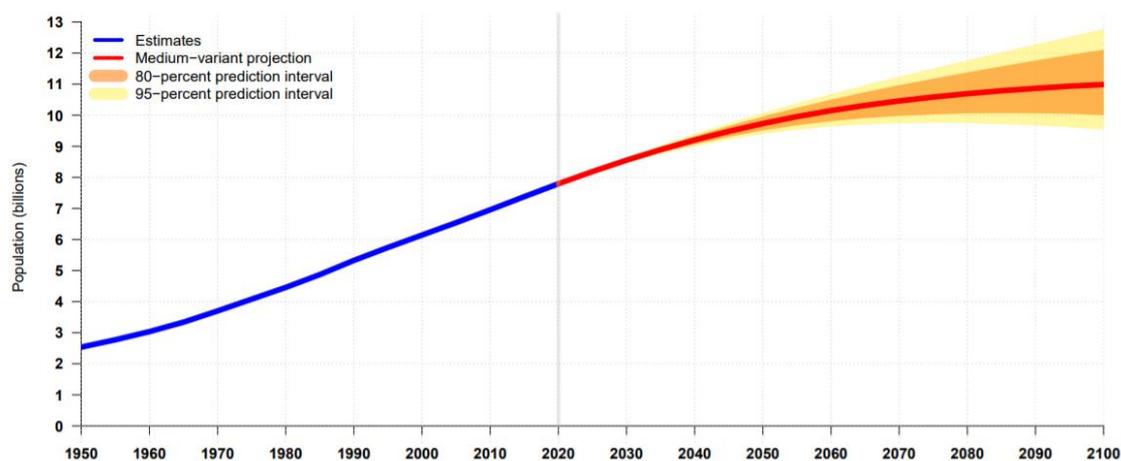


Figura 1 - Evolução da população mundial: estimativas, 1950-2020, projeções de médias variantes, 2020-2100, com intervalos de previsão de 80% e 95%. Fonte: United Nations (2019)

Os maiores aumentos populacionais entre 2019 e 2050 são esperados na Índia, Nigéria, República Democrática do Congo e Etiópia. Por volta de 2027, prevê-se que a Índia supere a China como o país mais populoso do mundo. As populações com maior crescimento estão assim nos países mais pobres, onde o crescimento populacional traz desafios adicionais no esforço para erradicar a pobreza, alcançar maior igualdade, combater a fome, a desnutrição e fortalecer a cobertura e a qualidade dos sistemas de educação e saúde.

Tudo se enquadra nos direitos fundamentais do Homem a que a Declaração Universal dos Direitos Humanos, publicada há mais de 70 anos pela ONU, deu maior expressão. Todos reconhecemos a importância desta declaração, mas nem todos sabemos que no seu artigo 25º está consagrado o direito humano a uma alimentação adequada. Este direito pode ser violado de

diferentes formas, estando entre elas as relacionadas com a disponibilidade de alimentos e a segurança alimentar.

Após várias décadas de declínio constante, a tendência de fome no mundo – medida pela prevalência de desnutrição – reverteu em 2015, permanecendo praticamente inalterada nos últimos três anos, num nível ligeiramente abaixo de 11% da população mundial (Fig. 2). Enquanto isso, o número de pessoas que sofrem de carências alimentares aumentou lentamente. Como resultado, ainda nos dias de hoje, mais de 820 milhões de pessoas no mundo apresentam dificuldades ao nível alimentar (FAO et al., 2020).



Figura 2 - Distribuição da subnutrição no mundo (em milhões) em 2018. Fonte: FAO et al. (2020)

Devido a este insuficiente fornecimento de alimentos, as Nações Unidas definiram três políticas importantes para enfrentar as dificuldades alimentares no mundo: *The World Food Summit* (WFS) em 1996, *The First Millennium Development Goal* (MDG) em 2000 e o objetivo Fome Zero em 2015. As duas primeiras tiveram como objetivo reduzir a fome no mundo para metade até 2015, e muitos países alcançaram progressos consideráveis. Ainda assim, este problema continua a ser um desafio do quotidiano, tendo as Nações Unidas definido a terceira medida com o intuito de extinguir totalmente a subnutrição e as carências alimentares no mundo até 2030.

E se a disponibilidade de alimentos é um problema, a sua qualidade, ou a falta desta, agrava-o. As doenças transmitidas por alimentos têm sido um problema para todas as sociedades desde o início da humanidade. Os tipos, a

gravidade e os impactos dessas doenças mudaram ao longo dos tempos e, para dificultar mais a situação, são diversas entre regiões, países e comunidades. Estas doenças são uma importante causa de mortalidade e um impedimento significativo ao desenvolvimento socioeconómico no mundo inteiro. No entanto, a quantidade de alimentos inseguros, especialmente aqueles que se encontram contaminados por químicos ou parasitas, é desconhecida.

O Centro de Controlo e Prevenção de Doenças (CDC), estima que 48 milhões de pessoas ficam doentes, 128 mil são hospitalizadas e 3 mil falecem devido a doenças provocadas por alimentos todos os anos, apenas nos Estados Unidos da América. Referenciam ainda que os investigadores conseguiram identificar 250 doenças provocadas por alimentos, sendo que maioritariamente são infeções causadas por uma grande variedade de bactérias, vírus e outros parasitas. Existe ainda a possibilidade destas doenças ocorrerem devido a ingestão de toxinas e químicos presentes nos alimentos (Centers for Disease Control and Prevention, 2019). Atualmente, existe um exemplo de como os alimentos podem provocar graves problemas de saúde, a doença COVID-19. Esta doença é provocada pelo vírus SARS-CoV-2 que, possivelmente, surgiu a partir da ingestão de animais contaminados vendidos no Mercado de Grossistas de Frutos do Mar de Huanan, em Wuhan (Shereen et al., 2020).

2.2. Contribuição da Produção Agrícola num Contexto de Emergência/Alteração Climática

Todos os cidadãos têm a responsabilidade e a obrigação de proteger o meio ambiente, pois este é, e sempre será, a base do desenvolvimento da humanidade. A perda de biodiversidade encontra-se intimamente relacionada com a expansão e intensificação da produção, mesmo nos países desenvolvidos, onde a natureza é altamente valorizada e, supostamente, protegida.

O dióxido de carbono (CO₂) é um dos principais agentes causais do efeito de estufa com o potencial de acelerar o aquecimento global. A queima de combustíveis fósseis, maioritariamente o carvão, gás e petróleo, produz cerca de 37 Gt de CO₂ por ano e estima-se que os processos naturais consigam absorver menos de metade dessa quantidade (Jackson et al., 2019). As medias

globais das medições de CO₂ atmosférico, mostram que as concentrações aumentaram de cerca de 340 ppm, em 1980, para cerca de 413 ppm em 2020 (NOAA, 2020) (Fig. 3). Além disso, a queima de combustíveis fósseis também introduziu outros poluentes do ar e gases tóxicos na atmosfera, como óxidos de azoto, dióxido de enxofre, compostos orgânicos voláteis e metais pesados, que destroem o meio ambiente (Steinfeld & Pandis, 2016).

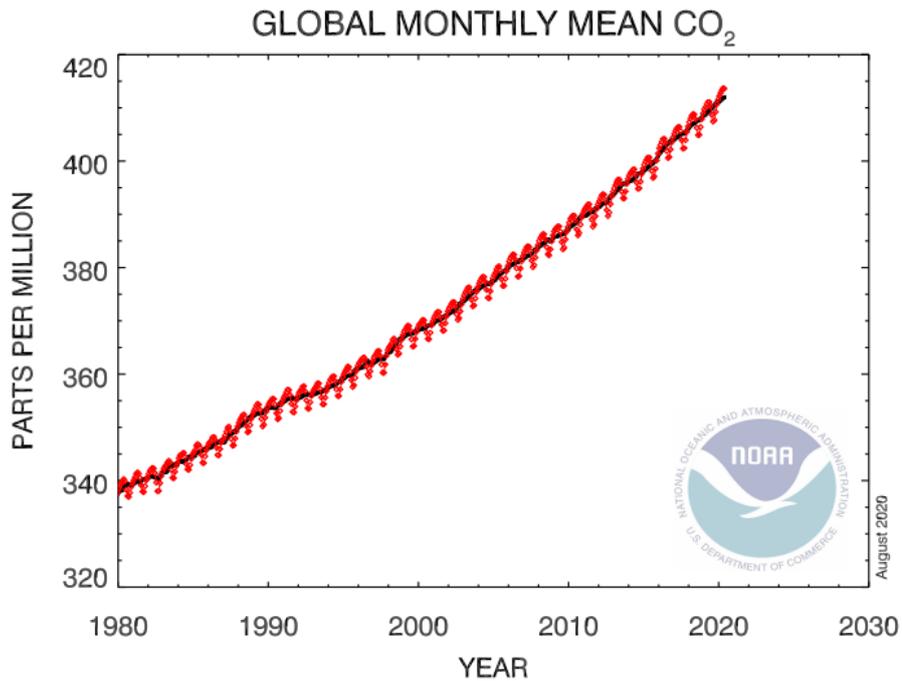


Figura 3 - Média global do dióxido de carbono atmosférico. Fonte: NOAA (2020)

As simulações realizadas com o intuito de estimar a temperatura média global da superfície terrestre, no final do século 21, mostram que, na pior situação possível (RCP 8.5), ocorrerá um aumento de 4,5°C em comparação com o período de 1861 a 1880 (Fig. 4). Regionalmente, as simulações são ainda mais alarmantes, se existir o aumento de 4,5°C globalmente estima-se que no Mediterrâneo possa chegar aos 7,5°C e no Ártico aos 15°C (Fig. 5) (Seneviratne et al., 2016).

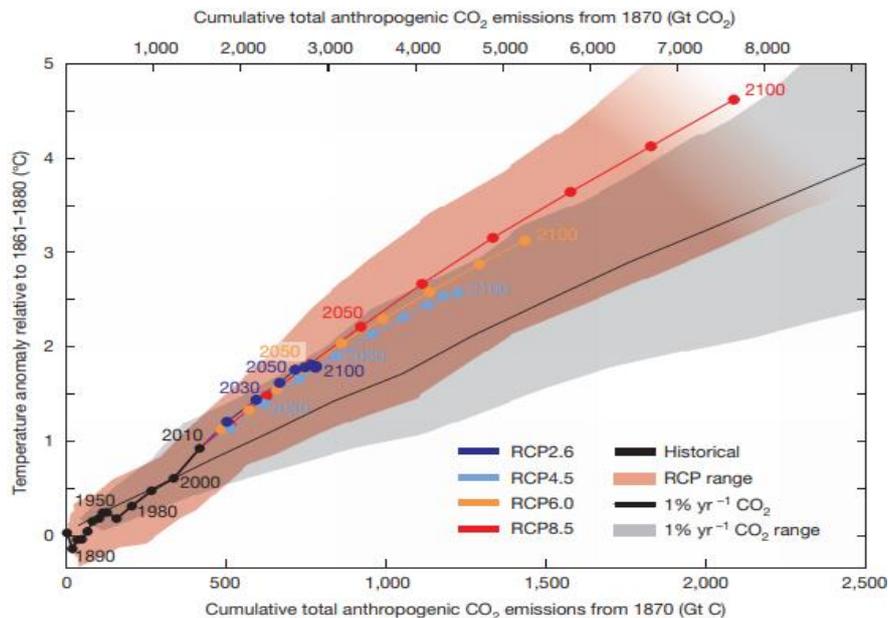


Figura 4 - Aumento da temperatura média da superfície global simulada em função das emissões globais totais cumulativas de dióxido de carbono. Fonte: Seneviratne et al. (2016).

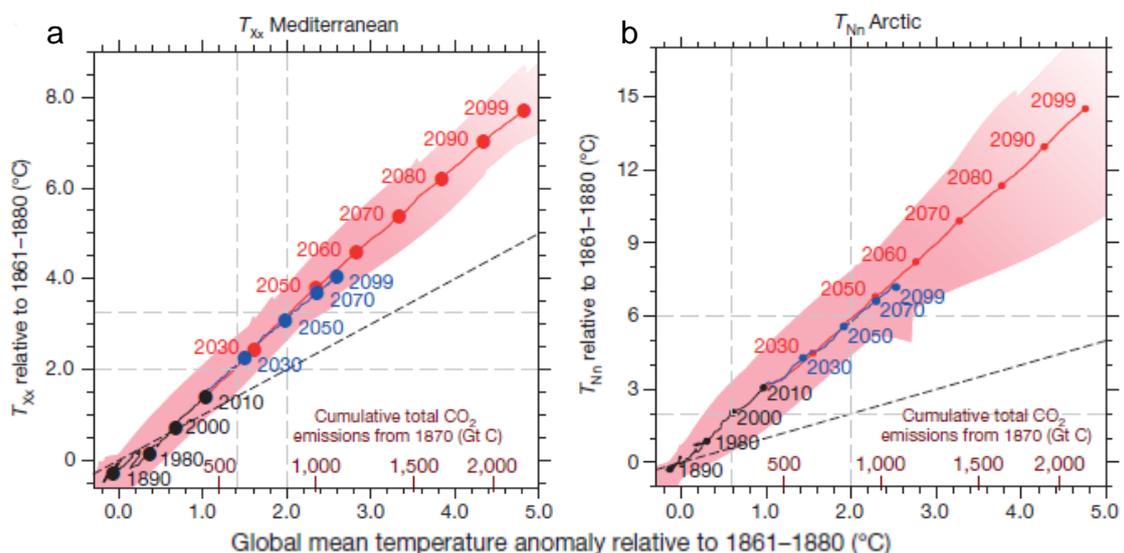


Figura 5 - Escala entre mudanças regionais em temperaturas extremas anuais e mudanças na temperatura média global, com metas de emissões cumulativas globais de CO₂ associadas. São apresentados os resultados da temperatura diurna máxima anual (T_{xx}) na região do Mediterrâneo (30° a 45° N, 10° W a 45° E) (a) e para a temperatura noturna mínima (T_{Nn}) no Ártico (65° a 90° N, 180° W a 180° E) (b). Fonte: Seneviratne et al. (2016).

A agricultura é considerada como uma das principais atividades que contribuem para a poluição mundial e, por sua vez, para as mudanças climáticas, devido, principalmente, às emissões de gases com efeito de estufa (GEE) (Thomson, 2003). Maioritariamente os gases libertados são: o dióxido de carbono (CO₂), óxido nitroso (N₂O) e óxidos de azoto (NO_x) devido à queima de biomassa; o metano (CH₄) devido ao cultivo de arroz e produção de animais

ruminantes; dióxido de azoto (NO₂) devido à aplicação de resíduos animais e fertilizantes no solo (Calouro, 2005). As emissões de NO_x originam a deposição atmosférica de compostos de azoto, responsáveis pelas chuvas ácidas que constituem um fator importante de degradação da água, vegetação e solos. O CH₄, CO₂ e N₂O são alguns dos principais GEE, podendo conduzir a mudanças climáticas com efeitos preocupantes, como por exemplo, a subida do nível médio da água dos mares, a redução das produções agrícolas e a destruição de ecossistemas naturais.

Na publicação do *The State of the World's Land and Water Resources* (FAO, 2011), refere-se que a área cultivada do mundo cresceu 12% nos últimos 50 anos e, que a área com culturas regadas duplicou no mesmo período temporal. Enquanto isso, a produção agrícola cresceu entre 2,5 e 3 vezes, devido a um aumento significativo da produtividade das principais culturas. No entanto, as conquistas globais da produção em algumas regiões encontram-se associadas à degradação dos recursos terrestres, hídricos e biológicos. A agricultura já utiliza 11,87% da superfície do mundo para a produção agrícola e 71,73% da captação total de recursos de água doce (FAO, 2019).

Em 2050, prevê-se, devido ao aumento populacional referido anteriormente, que exista uma necessidade de produção de alimentos de mais 70% em todo o mundo e até mais 100% nos países em desenvolvimento. No entanto, a distribuição de terras e recursos hídricos não favorece os países que precisam produzir mais no futuro. A maior contribuição para a supressão desta necessidade futura virá, provavelmente, da intensificação da produção nas terras agrícolas existentes (FAO, 2011) e do aparecimento de novas tecnologias de produção. Para tal, será necessário aumentar a produtividade das culturas por via da adoção de práticas sustentáveis de gestão da terra, de uso mais eficiente dos fatores de produção, utilização de fontes de energia mais limpas, entre outros.

2.3. Ambiente Controlado em Agricultura

A produção de plantas recorrendo ao ambiente controlado não é um conceito novo, estando presente na nossa sociedade desde o tempo dos Romanos (Kerslake & Shuang, 2016). A primeira estufa conhecida foi construída

por volta do ano 30 DC para o imperador romano Tibério, com o intuito de satisfazer o seu desejo por abóboras fora da época de produção (Deseret News, 1999). Atualmente, devido à evolução dos sistemas de produção (Fig. 6), existem unidades onde o crescimento vegetal se realiza sem solo e sem radiação solar.



Figura 6 - Evolução dos sistemas de produção agrícola. Adaptado: Horiba, 2016; HSBNoticias, 2018; United Agro Technologies, 2020; Youm, 2019

Fogg et al. (1979) referem que “A agricultura em ambiente controlado (AAC) consiste na produção de plantas (hortícolas, ornamentais, entre outras) num espaço no qual os fatores ambientais, responsáveis pelo crescimento, maturação e produtividade, são sistematicamente programados no tempo e meticulosamente controlados.” O objetivo fundamental deste tipo de controlo é a modificação do ambiente de forma a atingir uma produção ótima, com o intuito de obter um nível de produtividade máxima, boa qualidade do produto final e produzir fora de época (Jensen, 2002).

Recentemente o setor agrícola tem sido pressionado pelas crises mundiais e pelas questões sociais, no sentido de aumentar a qualidade e quantidade dos alimentos produzidos aumentando a sustentabilidade. Nesse contexto, a AAC ganhou importância, originando um elevado investimento nestes sistemas produtivos. Contudo, estes sistemas têm associados um elevado consumo energético, podendo este ser mitigado com a incorporação de novas tecnologias, como os díodos emissores de luz (LED). Existem ainda inúmeras vantagens associadas a AAC: maior eficiência na utilização de recursos, como a água, nutrientes, terra arável e fitoquímicos, e a possibilidade de aproximar a produção das grandes fontes de consumo.

2.3.1. Características da AAC e razões para a desenvolver

O controlo ambiental nestes sistemas, pode ser maior ou menor, consoante a sua aplicação e finalidade. Deste modo, existem diferentes tipos de instalações, desde aquelas onde apenas existe ventilação natural, como estufas tradicionais destinadas a culturas pouco exigentes em temperatura e humidade, até unidades de crescimento de plantas altamente intensivas, que são instalações onde todas as variáveis ambientais se encontram controladas (Bian et al., 2018).

No entanto, a AAC, sendo um sistema de produção complexo onde muitos fatores interferem, tem um grande potencial de melhoramento a vários níveis. As novas tecnologias, como a biotecnologia, as tecnologias da informação, da rega, do controlo ambiental e as práticas culturais, entre outras, são aspetos essenciais para o melhoramento deste sistema de produção em AAC (Birthal, 2013). A aplicação destas tecnologias permite aumentar o tamanho das unidades de produção, melhorar a qualidade dos produtos agrícolas, reduzir a intensidade do trabalho e economizar energia (Tian, 2016).

A agricultura extensiva depende do ambiente natural, para além de pesticidas, fertilizantes, fungicidas e outros produtos químicos. De acordo com Bian et al. (2015) e Kozai (2013) a AAC libertar-se-á gradualmente da maior parte desses fatores e, finalmente, conduzirá a um sistema de produção com alta qualidade, alto rendimento, eficiência energética e poluição mínima.

No desenvolvimento destas instalações é necessário ter em consideração que, quanto maior o nível de condicionamento ambiental, mais elevado se torna o seu custo. Estas instalações irão necessitar de mais energia, tornando-se este um ponto crítico para estes sistemas (Peixe et al., 2017). Assim, é essencial para cada caso específico, encontrar a melhor solução, tendo em consideração a cultura, o clima local, os custos de instalação, os custos energéticos e os restantes custos associados a estes sistemas de produção.

No continente Asiático, mais especificamente China, Japão, Mongólia, Singapura, Coreia do Sul e Vietname, existem unidades de crescimento de plantas onde o ambiente é totalmente controlado e o sistema de produção é praticamente todo automático e robotizado (Fig. 7) (Kerslake & Shuang, 2016). O aparecimento destas unidades ocorreu devido a uma tecnologia que há muito era conhecida por investigadores em toda a parte do mundo, as câmaras de

crescimento de plantas (CCP) (Gitelson et al., 1989; Hatfield & Prueger, 2015; Logsdon et al., 2002).



Figura 7 - Fabrica de plantas da Toshiba em Yokosuka (Japão). Fonte: Toshiba News and Highlights (2014)

A investigação em plantas, biotecnologia, ensaios de estabilidade, fotoestabilidade, ensaios climáticos e controlo de qualidade são algumas das áreas que utilizam câmaras de crescimento de plantas. Geralmente, estes equipamentos são comercializados no formato “Reach-in”, câmaras de reduzida dimensão que permitem realizar todo o trabalho desde o exterior, e no formato “Walk-in”, câmaras de maior dimensão que permitem a circulação de pessoas no interior (Fig. 8) (ARALAB, s.d.).

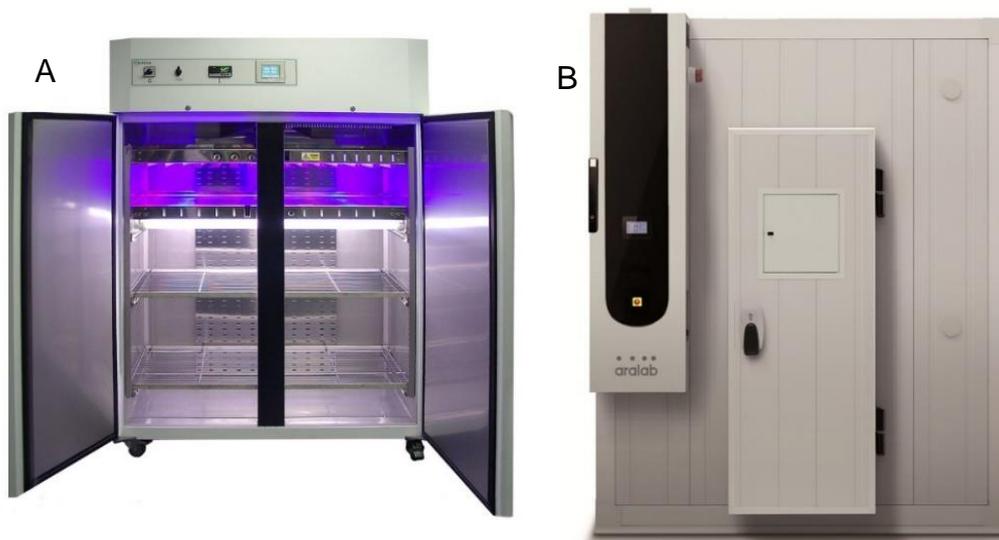


Figura 8 - A - Câmara "Reach-in". Fonte: PGEB (2016). B - Camara "Walk-in". Fonte: ARALAB (n.d.).

Nestes equipamentos o condicionamento ambiental incide nos parâmetros que têm maior impacto na fisiologia vegetal. Tipicamente, esses parâmetros são; a iluminação (intensidade, dispersão e espectro), a temperatura, a humidade, a ventilação e a concentração de dióxido de carbono e a composição dos nutrientes fornecidos às plantas (Fogg et al., 1979; Kerslake & Shuang, 2016). O último parâmetro é facilmente controlado, recorrendo a um sistema hidropónico, onde as soluções nutritivas utilizadas são analisadas em relação à sua condutividade elétrica e reabastecidas consoante é necessário.

2.4. Aspectos da Produção em Ambiente Controlado Capazes de Condicionar a Resposta das Plantas

2.4.1. Temperatura e humidade

As plantas são “máquinas” químicas e uma característica universal destas é a sua sensibilidade à temperatura. A temperatura, juntamente com a água, são dois dos fatores mais críticos no ambiente físico das plantas. Isso ocorre, principalmente, porque as plantas, opostamente aos animais homeotérmicos, não conseguem manter os seus tecidos a uma temperatura constante. A temperatura ambiente exerce, portanto, uma influência profunda no metabolismo celular e, como resultado, no crescimento das plantas e na sua distribuição geográfica (Hopkins & Huner, 2010).

A fotossíntese, como a maioria dos outros processos biológicos, é sensível à temperatura. A dependência da temperatura nos processos biológicos, na maior parte dos casos, ocorre devido às necessidades térmicas das reações enzimáticas e outras reações químicas envolvidas. A curva de resposta à temperatura é caracterizada por três pontos de referência: as temperaturas mínimas e máximas, nas quais a reação pode prosseguir, e a temperatura ideal ou ótima (Fig. 9) (Hatfield & Prueger, 2015; Hopkins & Huner, 2010). Na bibliografia é possível encontrar vários trabalhos onde foram compiladas as faixas específicas para uma grande variedade de plantas (J. L. Hatfield et al., 2011; Went, 1952).

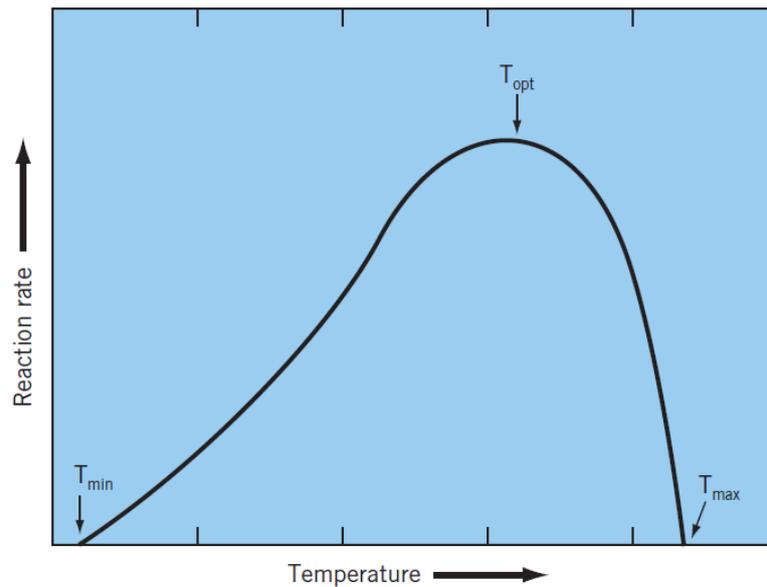


Figura 9 - Dependência da temperatura e pontos de referência para uma reação biológica típica. Fonte: Hopkins & Huner (2010).

A taxa de transpiração é, tal como a fotossíntese, influenciada por fatores abióticos, como a temperatura, humidade e velocidade do vento, pois estes influenciam a difusão do vapor de água entre a câmara subestomática e a atmosfera. A lei da difusão de Fick diz que a taxa de difusão é proporcional à diferença na concentração da substância difusora. Portanto, a taxa de transpiração será governada em grande medida pela magnitude da diferença da pressão de vapor entre a folha e o ar circundante (Hopkins & Huner, 2010).

2.4.2. Radiação fotossinteticamente ativa

O sol é a principal fonte de energia eletromagnética e o responsável pela existência de vida no planeta Terra. Aproximadamente um terço da energia proveniente do sol é refletida de volta para o espaço, devido à ação da atmosfera (Hart, 1988). A distribuição espectral da radiação solar na superfície terrestre, é maioritariamente constituída pelo espectro ultravioleta (< 380nm), espectro visível (380-760nm) e espectro infravermelho próximo (760-2500nm), apresentando uma distribuição de 6,6%, 44,7% e 48,7%, respetivamente (Fig. 10) (Liou, 1980). A radiação fotossinteticamente ativa (PAR), de acordo com as recomendações da International Commission on Illumination (1993), corresponde à região com comprimento de onda entre 400 nm e 700 nm do espectro eletromagnético, e representa aproximadamente 35% da radiação proveniente do sol.

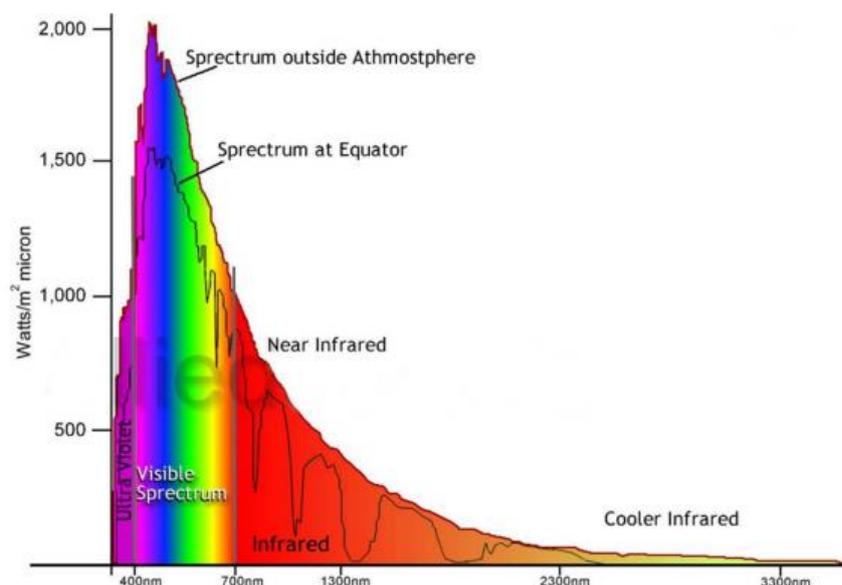


Figura 10 - Espectro da radiação solar incidente no topo da atmosfera e ao nível da superfície do mar. Fonte: Oliver (2018)

A radiação eletromagnética é mediada por uma partícula elementar, o fóton. Esta partícula é a menor porção de radiação eletromagnética que pode existir, qualquer que seja o seu comprimento de onda, frequência, energia ou momento. Os fotorreceptores são os elementos ativos, existentes principalmente nas folhas das plantas, responsáveis pela captura de fótons e pela conversão dos mesmos em energia química (fotossíntese) (Hopkins & Huner, 2010). A taxa fotossintética, que representa a quantidade de CO₂ fixado por unidade de tempo por unidade de área foliar, correlaciona-se bem com o número de fótons que incidem por unidade de área e por segundo numa superfície foliar (Pinho, 2008). Portanto, o nível recomendado para a radiação PAR é baseado no sistema quântico e é expresso usando o número de micromoles (μmol) de fótons (Andreichin et al., 1993). A bibliografia utiliza o termo de fluxo de fótons fotossintéticos (PPF) para relatar e quantificar as medições instantâneas de radiação PAR (Almeida et al. 2019; Kumar et al. 2019; Nguyen et al. 2019; Yamashita & Yoshimura, 2018, 2109).

2.4.2.1. Fotossíntese

Alguns organismos vivos, como os humanos, animais e plantas, apresentam fotorreceptores especializados na sua constituição, utilizados para mediar importantes processos biológicos. A recolha de informações ambientais

e sensoriais ou o estabelecimento dos ciclos metabólicos e circadianos dos organismos vivos, são alguns exemplos da mediação dos fotorreceptores (Pinho, 2008).

A interação das plantas com a radiação é mediada por quatro processos fundamentais: a fotossíntese, o fotoperíodo, o fototropismo e a fotomorfogénese. O fotoperíodo refere-se à capacidade das plantas detetarem e medirem a duração do período de luz (Jackson, 2009), o fototropismo alude ao crescimento na direção da radiação (Goyal et al., 2016) e a fotomorfogénese à mudança de forma, em resposta à qualidade e quantidade da radiação (Lee et al., 2017). A fotossíntese, mediante o ciclo de Calvin, é uma das quatro formas conhecidas de fixação de carbono na natureza (Martin et al., 2000). Trata-se de uma reação de oxidação-redução, energizada pela radiação PAR.

A radiação fornece a energia, na forma de fótons, que permite impulsionar a oxidação da água (H_2O), produzindo oxigénio (O_2), iões de hidrogénio (H^+) e eletrões livres. Por sua vez, os H^+ e os eletrões livres são transferidos para o dióxido de carbono (CO_2), que é reduzido a produtos orgânicos. Nas células vegetais o produto direto da fotossíntese é a glicose, um carboidrato de seis carbonos ou hexose. O processo, que pode ser representado de uma forma simplificada, pela seguinte equação química, $6CO_2 + 12H_2O \rightarrow C_6H_{12}O_6 + 6O_2 + 6H_2O$, envolve múltiplas reações catalisadas por enzimas, em duas fases distintas, a fase foto dependente e a fase independente da energia da radiação (Rye et al., 2013).

Na fase foto dependente existem dois tipos de fotossistemas a atuar, o fotossistema I (PSI) e o fotossistema II (PSII). O PSI e o PSII apresentam múltiplos pigmentos que ajudam a absorver a radiação e um par especial de moléculas de clorofila, chamados de P700 e P680 respetivamente (Fowler et al., 2013; Rye et al., 2013).

Num processo chamado de fotofosforilação não cíclica os eletrões são removidos da água e passados pelo PSII e PSI antes de terminarem no NADPH (Whatley & Arnon, 1963). Este processo é constituído por 4 etapas diferentes. Primeiramente ocorre a absorção dos fótons no PSII por um dos vários pigmentos existentes. A energia absorvida é transferida pelos pigmentos para o centro de reação onde se encontra o P680, onde um eletrão vai passar para um

nível de energia superior. Posteriormente, o elétron de alta energia origina a divisão da H_2O em H^+ e O_2 , criando assim parte do oxigênio que respiramos.

Na segunda fase deste processo ocorre a síntese de ATP, nesta fase um elétron excitado percorre a cadeia transportadora de elétrons libertando energia à medida que avança. Parte da energia libertada é utilizada no transporte dos íons H^+ do estroma para o interior do tilacoide, criando um gradiente de concentração (Fowler et al., 2013; Hopkins & Huner, 2010). À medida que os íons H^+ fluem pelo gradiente de volta ao estroma eles passam pela ATP sintase, impulsionando a produção de ATP num processo conhecido como quimiosmose. O elétron, entretanto, continua na cadeia transportadora de elétrons, chega ao PSI e junta-se ao P700 no centro de reação, iniciando-se assim a terceira fase. À medida que a radiação é absorvida pelos pigmentos e a energia chega ao centro de reação, o elétron no P700 é excitado mais uma vez e volta a uma segunda cadeia transportadora de elétrons.

Após todo este processo de múltiplas reações, entramos na quarta e última etapa deste processo. Nesta fase vai ser criada NADPH, para tal o elétron que se encontra na segunda cadeia transportadora de elétrons, ao chegar ao seu destino, vai ser passado para o $NADP^+$. Após ocorrer a passagem de 2 elétrons para o $NADP^+$ é criado o NADPH, finalizando-se assim a fase foto dependente da fotossíntese (Berg et al. 2002; Hopkins & Huner, 2010; Rye et al., 2013).

Na fase não diretamente dependente da radiação PAR, recorrendo ao ciclo de Calvin, átomos de carbono provenientes do CO_2 são incorporados em moléculas orgânicas (fixação do carbono) e são utilizados para criar açúcares. Este processo é energizado pelo ATP e NADPH originado na fase foto dependente. Contrariamente às reações dependentes da luz, que ocorrem na membrana dos tilacoides, as reações do ciclo de Calvin ocorrem no espaço interno dos cloroplastos, o estroma (Fowler et al., 2013).

As reações do ciclo de Calvin podem ser divididas em 3 fases principais: fixação de carbono, redução e regeneração da molécula inicial. A fixação de carbono, primeira fase do ciclo de Calvin, ocorre quando uma molécula de CO_2 combina-se com uma molécula de 5 carbonos, a ribulose-1,5-bifosfato (RuBP). Esta etapa cria um composto de 6 carbonos que se divide em dois compostos de 3 carbonos, o ácido 3-fosfoglicerídico (3-PGA). Essa reação é catalisada pela

enzima RuBP carboxilase/oxigenase ou RuBisCo (Berg et al., 2002; Fowler et al., 2013; Rye et al., 2013).

Após a fixação do carbono inicia-se a segunda fase, a redução. Nesta fase o ATP e NADPH são usados para converter as moléculas de 3-PGA em açúcares de 3 carbonos, gliceraldeído-3-fosfato (G3P). O NADPH vai doar elétrons para, ou reduz, um intermediário de três carbonos para produzir G3P. Por último entramos na regeneração, quarta fase do ciclo de Calvin, aqui moléculas de G3P produzem glicose, enquanto outras devem ser recicladas para regenerar o RuBP. A regeneração requer ATP e envolve uma complexa rede de reações (Berg et al., 2002; Fowler et al., 2013; Rye et al., 2013).

Nos processos descritos neste capítulo é possível observar que existem dois compostos fundamentais para ocorrer a fotossíntese, H₂O e CO₂. A H₂O apenas é um fator limitante em sistemas de sequeiro, portanto, torna-se irrelevante no caso em estudo. Experiências com a atmosfera enriquecida em carbono (550 a 900 ppm), realizados em várias culturas agrícolas, demonstraram efeitos positivos ao nível do aumento da biomassa total, maioritariamente em plantas C₃ (Kimball et al., 2002; Leiv M. Mortensen, 1987).

No capítulo 2.2, referiu-se que atualmente a atmosfera apresenta uma concentração de aproximadamente 413 ppm de CO₂, não sendo esta quantidade suficiente para maximizar significativamente a taxa fotossintética. Isto deve-se à competição que ocorre, na primeira fase do ciclo de Calvin, entre o CO₂ e o O₂ a ser fixado pela enzima ribulose bifosfato carboxilase/oxigenase (RuBisCo) (Leiv M. Mortensen, 1987). Aumentando a concentração de CO₂ para 900 ppm, a inibição na fixação deste gás é praticamente eliminada devido à maior razão CO₂/O₂ (R. G. Jensen & Bahr, 1977; L.M. Mortensen & Moe, 1983; Leiv M Mortensen & Ulsaker, 1985), obtendo-se maior eficiência fotossintética. Este tipo de enriquecimento da atmosfera apenas é possível de realizar em ambientes com atmosfera controlada, como é o caso das unidades de crescimentos de plantas (Kerslake & Shuang, 2016).

2.4.2.2. Fotorreceptores e fotossistemas

Os espetros típicos de absorção dos fotorreceptores, como a clorofila a, clorofila b, os betacarotenos e as duas formas de fitocromos (Pfr e Pr) são mostrados na figura 11. Os diferentes tipos de fotorreceptores fotossintéticos e

fotomorfogenéticos podem ser agrupados em pelo menos três fotossistemas conhecidos: fotossintético, fitocromo e criptocromo.

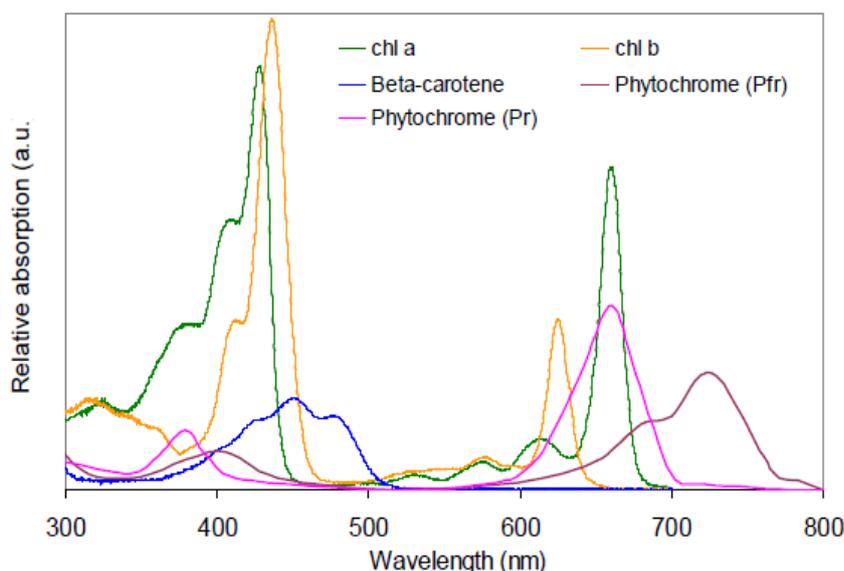


Figura 11 - Espectros de absorção da clorofila a, clorofila b, betacarotenos e do fitocromo (Pfr e Pr). Fonte: Pinho (2008).

No sistema fotossintético, os pigmentos existentes são clorofilas e carotenoides. No mesófilo das folhas das plantas há um grande número de células de parênquima clorofilino, que possuem cloroplastos, no interior dos quais se localizam os tilacoides. (Vermaas, 1998). A atividade dos cloroplastos encontra-se intimamente relacionada com a absorção da radiação, sendo que, nesta fase, a quantidade de energia é mais significativa do que a qualidade. Os dois picos de absorção mais importantes da clorofila encontram-se localizados nas regiões vermelhas (625 – 675 nm) e azul (425 – 475 nm). Existem ainda, com menor expressão que os anteriores, picos de absorção localizados na região UV-A (300 – 400 nm) e na região infravermelha (700 – 800 nm) (Hart, 1988). Os carotenoides, como xantofilas e carotenos, encontram-se localizados nas células vegetais e absorvem majoritariamente na região azul (Armstrong & Hearst, 1996).

A fitocromo inclui duas formas irreversíveis, Pr e Pfr, que têm os seus picos de sensibilidade no vermelho (660 nm) e no infravermelho (730 nm), respetivamente. Atualmente, os fitocromos são provavelmente o grupo de fotorreceptores mais estudados (Gyula et al., 2003; Héraud-Bron et al., 2001; Shinomura et al., 2000; Talbott et al., 2003). Em *Arabidopsis thaliana* (L.) Heynh.,

existem cinco fitocromos identificados (phy A, phy B, phy C, phy D e phy E), sendo estes responsáveis por regular a expansão foliar, alongamento do caule, germinação de sementes, indução da floração e evitar ensombramento (Fankhauser, 2001). Embora, a evasão da sombra, seja geralmente controlada pelos fitocromos mediante a deteção da razão R / FR, a luz azul e o nível de PAR também estão envolvidas nas respostas morfológicas adaptativas relacionadas com o ensombramento (Christophe et al., 2006).

A radiação azul e UV-A são maioritariamente absorvidas pelo criptocromo (cry1 e cry2) e fototropinas (phot1 e phot2), formando o fotossistema criptocromo. Os diferentes grupos de fotorreceptores sensíveis a luz azul e UV-A medeiam múltiplas respostas fisiológicas, como orientação de órgãos, alongamento do caule, abertura estomática, germinação, expansão foliar, crescimento radicular, indução floral e fototropismo (Christie & Briggs, 2001; Cosgrove, 1981; Schwartz & Zeiger, 1984). As fototropinas regulam o conteúdo de pigmentos e o posicionamento dos órgãos e organelos fotossintéticos, com o intuito de otimizar a absorção de luz e reduzir a fotoinibição (SPALDING & FOLTA, 2005).

Os fotorreceptores, descritos anteriormente, são os que se encontram mais investigados e, portanto, o seu papel no controlo da fotossíntese e crescimento é bem conhecido. No entanto, existem evidências de outros fotorreceptores que podem ter um papel importante na mediação de respostas fisiológicas importantes nas plantas. Além disso, a interação e interdependência entre os grupos de recetores ainda não se encontra bem compreendida (Barinaga, 1998, 2002; Cashmore et al., 1999; Christie & Briggs, 2001; Klein, 1992; Krizek, 2004; Spalding & Folta, 2005).

2.5. Fontes de Iluminação Artificial

O sol e a sua radiação exercem uma atração quase mágica, desde o início da existência humana. Vários inventores, durante anos, desenvolveram múltiplos sistemas com o intuito de reproduzir artificialmente a radiação solar. Neste capítulo, serão abordados os seguintes sistemas de iluminação: incandescente, fluorescente, descarga de gás de alta intensidade (HID) e o díodo emissor de luz (LED).

As lâmpadas incandescentes (Fig. 12) são conhecidas como a primeira geração de iluminação artificial, sendo uma das invenções mais importantes da humanidade. Thomas Edison inventou, em 1879, a primeira lâmpada incandescente comercializável, perfazendo 140 anos de história. Basicamente, estas lâmpadas consistem num filamento em uma lâmpada de vidro ou quartzo, sendo as duas extremidades do fio retiradas através de uma tampa selada e ligadas a uma fonte energética (Maclsaac et al., 1999). Estas lâmpadas foram amplamente utilizadas no cotidiano, tendo vindo recentemente a ser substituídas por lâmpadas de maior eficiência. As lâmpadas incandescentes incluem as lâmpadas incandescentes padrão, halogéneas e as refletoras (Bagher, 2016).

Durante os anos 30, surgiram as lâmpadas fluorescentes comerciais (Fig. 12), existindo três tipos diferentes: cátodo frio, cátodo quente e lâmpadas eletroluminescentes (Bagher, 2016). A lâmpada de cátodo quente é a lâmpada fluorescente mais utilizada. Esta lâmpada consiste num tubo de vidro cheio com um gás inerte, normalmente árgon e mercúrio, a baixa pressão, um elétrodo de tungsténio nas extremidades, revestimento interior fluorescente e um balastro. Simplificadamente, adicionando corrente elétrica ao elétrodo ocorre a excitação do gás com eletrões, o gás, por sua vez, vai emitir radiação do espectro UV. A luz UV é convertida em luz visível usando o revestimento de fósforo no interior do tubo (Bellis, 2019; Electrical4U, 2019; The Editors of Encyclopaedia Britannica, 2015; Whelan & DeLair, 2013).

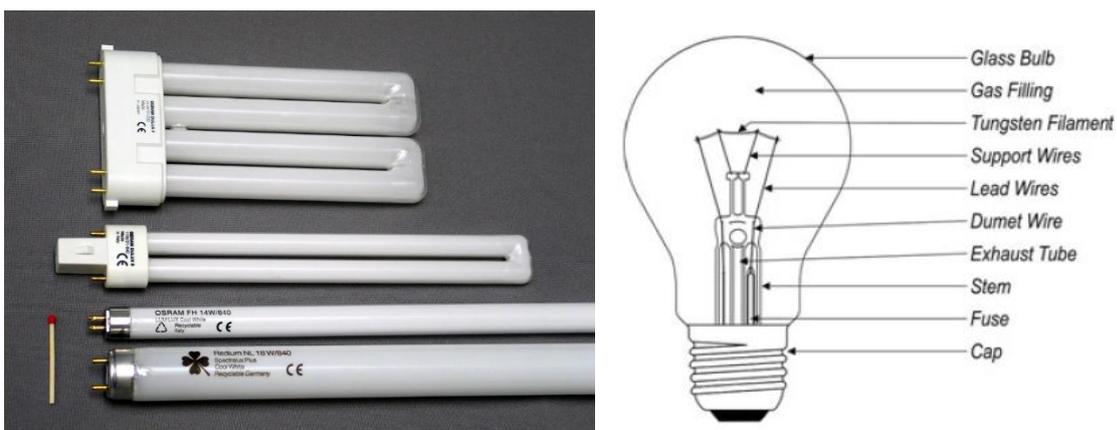


Figura 12 - Estrutura de uma lâmpada incandescente na direita (Tian, 2016). Lâmpadas fluorescentes de diferentes formatos na esquerda (Taube, 2005).

As lâmpadas de descarga de gás de alta intensidade são principalmente utilizadas em locais onde o fator mais crítico é criar o máximo de luz visível possível. As principais aplicações incluem iluminação pública, ginásios,

armazéns e cultivos de plantas (Bulbs, n.d.). As lâmpadas de descarga de alta intensidade englobam as lâmpadas de halogeneto metálico, lâmpadas de sódio de alta pressão, lâmpadas de sódio de baixa pressão e lâmpadas de vapor de mercúrio (Pisupati, n.d.; Tian, 2016).

O mercado e a indústria global das lâmpadas estão a passar por uma grande transição. As lâmpadas incandescentes, que duraram mais de 100 anos, estão a ser substituídas por novas tecnologias mais eficientes e avançadas. Desde o início de 2007, quase todos os governos da Organização para a Cooperação e Desenvolvimento Económico (OCDE) adotaram políticas destinadas a eliminar gradualmente a iluminação incandescente. Atualmente, muitos países já proibiram a comercialização das lâmpadas incandescentes (Waide, 2010).

Díodos emissores de luz (Fig. 13-B), conhecidos por LED, vieram revolucionar os sistemas de iluminação, uma vez que, comparadas as fontes de luz tradicionais, os LEDs apresentam grandes melhorias, como p.e. menor consumo energético, vida útil superior, tamanho reduzido e temperatura de operação mais baixa (Massa et al., 2008). Todos os fatores referidos anteriormente tornam os sistemas LED mais sustentáveis a nível ambiental, quando comparados com a iluminação tradicional, principalmente devido ao menor consumo energético durante a sua vida útil (Principi & Fioretti, 2014).

Oleg Vladimirovich Losev observou, em meados de 1920, que os díodos retificadores presentes nos recetores de rádio da época, constituídos por óxido de zinco e carboneto de silício, emitiam luz quando atravessado por uma corrente elétrica (Graham, 2013; Zheludev, 2007). O primeiro artigo científico de Losev sobre a emissão de díodos de carboneto de silício, intitulado "*Luminous carborundum detector and detection with crystals*", foi publicado em 1927 pela revista *Wireless Telegraphy and Telephony* em Nizhniy Novgorod, Rússia (Losev, 1927). As descobertas realizadas por Losev constituem essencialmente o que hoje conhecemos por LED.

Nick Holonyak e Bevacqua, desenvolveram o primeiro LED que emitia luz na zona da radiação eletromagnética correspondente a luz vermelha (Holonyak & Bevacqua, 1962). Os primeiros dispositivos tinham uma potência muito reduzida e apenas podiam assumir a função de lâmpadas indicadoras (History of Lighting, 2019). Nos anos 70, os desenvolvimentos continuaram e chegaram

ao mercado LEDs capazes de emitir luz laranja, amarela e verde (Bourget, 2008). Em 1993, foi desenvolvido o primeiro LED azul e, em 1996, um revestimento de fósforo foi aplicado a um LED azul para criar o primeiro LED branco (Nakamura & Chichibu, 2000). Mais recentemente, em 1999, ocorreu o desenvolvimento dos LEDs de alta potência ($\geq 1W$) (Bourget, 2008).

Um díodo (Fig. 13-A) é um dispositivo simples semicondutor, sendo, regra geral, constituído por matérias com baixa condutividade, como o silício ou germânio, com impurezas adicionadas (doping) (Schubert, 1993). Um semicondutor com elétrões a mais é chamado de material do tipo N, pois possui partículas carregadas negativamente. No material do tipo N, os elétrões livres têm tendência a deslocar-se para áreas carregadas positivamente. Por outro lado, os semicondutores que tem falta de elétrões são chamados de material de tipo P, pois possuem partículas com carga positiva (Nave, n.d.).

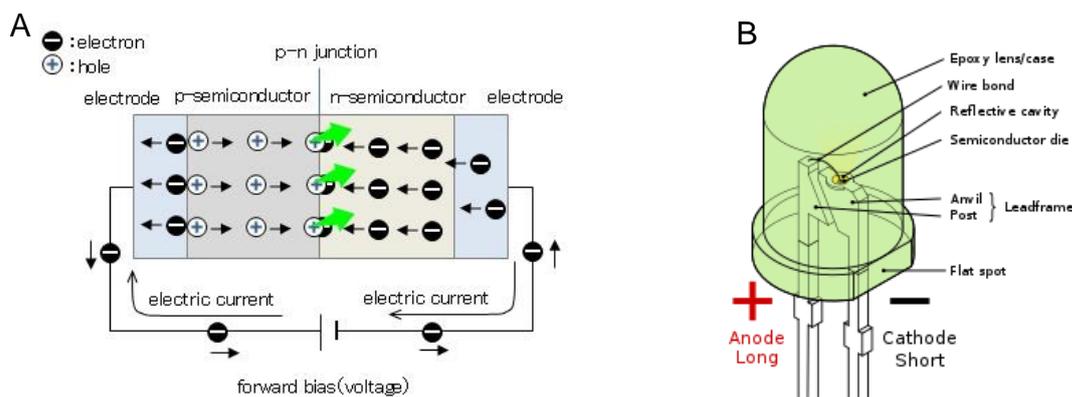


Figura 13 - Princípio de funcionamento (a) e estrutura de um LED (b). Fonte: a) Inductiveload (2009) e b) FiberLabs (n.d.)

Os LEDs produzem luz por eletroluminescência em qualquer material semicondutor. A eletroluminescência ocorre quando um material emite luz ao ser exposto a uma corrente elétrica, devido aos elétrões preencherem zonas onde estão átomos com carga positiva (Leskelä et al., 2001; Moretti et al., 2016; Peng et al., 2017; Whelan, 2013b). Recorrendo ao processo de doping é possível criar no mesmo cristal dois semicondutores diferentes, apresentando o mesmo cristal zonas do tipo P e N. O limite entre os dois tipos é chamado de junção P-N. A junção apenas permite que a corrente passe pelo cristal de uma maneira, sendo por isso que são usados como díodos. À medida que os elétrões passam de um semicondutor para o outro, preenchendo as zonas positivas, emitem fótons (Harris & Fenlon, 2002).

2.6. Produção de Plantas e Iluminação Artificial

A iluminação artificial com radiação PAR é um tipo de luz, suplementar ou total, que possibilita a fotossíntese nas plantas. Os primeiros trabalhos com iluminação artificial para o crescimento vegetal surgiram há 160 anos (Mangon, 1861; Prilleux, 1926) tendo aparecido ao longo do tempo quatro tecnologias distintas: a iluminação incandescente, iluminação fluorescente, iluminação HID (Wheeler, 2008) e iluminação LED (Massa et al., 2008).

Atualmente, em ambiente controlado, a iluminação PAR é amplamente utilizada por diversos motivos, entre estes encontram-se: aumento do fotoperíodo, intensidade luminosa e/ou variados objetivos culturais (floração, alongamento do caule, etc.), em sistemas produtivos diretamente dependentes da radiação solar, e para realizar produção indoor.

Tabela 1 - Comparação entre os diferentes tipos de lâmpadas. Adaptado de Tian (2016)

Parâmetro	Incandescentes	HID	Fluorescentes	LED
Eficiência energética	5%	30%	40%	60%
Radiação utilizada pelas plantas	Baixa	Baixa	Baixa	Elevada
Tempo de vida	Baixo	Médio	Médio	Elevado
Radiação de calor	Elevado	Elevado	Médio	Baixo
Custo aquisição	Baixo	Médio	Médio	Elevado
Como fonte PAR	Inexistente	Utilizado	Utilizado	Ideal

As fontes de luz mais utilizadas em sistemas de produção em ambiente controlado, têm sido lâmpadas fluorescentes e lâmpadas de alta pressão de sódio. No entanto, estes sistemas apresentam grandes limitações: baixa eficiência energética, distribuições espectrais pouco eficientes e elevada emissão de calor (Tian, 2016). Na tabela 1 é possível observar a diferença entre os diferentes sistemas de iluminação. Analisando a tabela, verifica-se que os LEDs apresentam vantagens em todos os parâmetros, exceto no custo de aquisição.

Para além das vantagens descritas na tabela 1, a utilização dos LEDs, possibilita ainda o desenvolvimento de espectros específicos que compreendem

a proporção de luz ideal para diferentes finalidades, enquanto reduz significativamente o consumo energético (Cocetta et al., 2017; Principi & Fioretti, 2014; Tian, 2016). Por exemplo, otimizar o ganho de massa irreversível (crescimento), estimular mudanças que ocorrem durante o ciclo produtivo (desenvolvimento) e outras características desejáveis (Bian et al., 2016; Bian et al., 2014). Assim, desde o aparecimento dos LEDs, que os investigadores procuram a combinação espectral ideal para otimizar o crescimento e desenvolvimento vegetal e algumas das espécies estudadas com o intuito de se atingir esse objetivo foram a alface (Borowski et al., 2015; Johkan et al., 2010; Okamoto et al., 1997; Yorio et al., 2001), lírio (Lian et al., 2002) e o repolho chinês (Li et al., 2012).

A necessidade de utilizar luz vermelha para aumentar a eficiência da fotossíntese foi amplamente aceite, devido a dois aspetos. O primeiro observa-se nas curvas de McCree (1971), indicando que os comprimentos de onda na faixa de 600 e 700 nm são mais eficientemente absorvidos pelos pigmentos nas plantas. O segundo surge de uma limitação tecnológica, pois, na época em questão, apenas existiam LEDs vermelhos (660nm). Estes emitiam comprimentos de onda próximo a um dos picos de absorção da clorofila. O segundo tipo de luz a ser introduzido nos estudos foi a azul (Massa et al., 2008), devido a grande parte dos pigmentos fotossintéticos serem carotenoides que absorvem, maioritariamente, radiação nesta região do espectro eletromagnético, como foi previamente visto no capítulo 2.4.2.2.

A utilização do vermelho e do azul está hoje generalizada, mas, outros estudos foram realizados com o intuito de otimizar ainda mais espectro produzido pelos LEDs. Por exemplo, com a adição um pouco de luz verde à luz vermelha e azul registam-se melhorias no crescimento das espécies de plantas com folhas largas e em situações de compassos de plantação muito apertados, ou seja, situações que originam sombreamento mútuo (KIM, 2004; LU et al., 2012). Segundo Smith (1994) isto deve-se ao facto da radiação verde apresentar uma elevada capacidade de penetração na canopia das plantas, sendo desta forma utilizada pelas folhas em situações de sombreamento.

Mas os estudos para obtenção do espectro ideal não ficaram pelo estudo da radiação visível para o Homem. Por exemplo, verificou-se que a adição de luz infravermelha origina o alongamento dos caules (Brown et al., 1995; Chia &

Kubota, 2010) e que fornecer essa radiação no período noturno induz a floração (Deitzer et al., 1979; Kohyama et al., 2014), em algumas espécies.

Já a deficiência de radiação UV leva ao surgimento de distúrbios fisiológicos (Morrow & Tibbitts, 1988) enquanto que a sua adição promove a biossíntese de pigmentos, como antocianinas, e acumulação de uma ampla gama de fitoquímicos, como compostos fenólicos, em frutas e vegetais. A acumulação de fitoquímicos e pigmentos pode ser usada estrategicamente para aumentar o valor nutricional dos alimentos. (Li & Kubota, 2009; Samuoliene et al., 2013).

De uma forma generalizada, observou-se neste capítulo que o espectro eletromagnético entre a radiação UV e infravermelha é importante para o crescimento e/ou desenvolvimento vegetal. Algo espectável, visto que as plantas evoluíram desde sempre com a presença da radiação solar. No entanto, dependendo do objetivo cultural e espécie, é possível reduzir ou retirar completamente algumas faixas de radiação. Isto possibilita aumentar a eficiência energética destes sistemas luminosos, sem comprometer a produção vegetal. Apenas importa ainda referir, que o conforto humano nunca deve ser retirado deste balanço de espectros luminosos pois, como foi previamente visto no capítulo 1, estes terão de conviver com esta tecnologia diariamente.

3. MATERIAIS E MÉTODOS

3.1. Instalações, Equipamentos e Monitorização de Dados Climáticos

Os ensaios decorreram na Unidade de Câmaras de Crescimento de Plantas do MED, numa câmara do tipo Fitoclima 1200PHL (Fig. 14), produzida pela empresa ARALAB.



Figura 14 - Câmara de crescimento de plantas Fitoclima 1200 PHL (ARALAB). A - Exterior, equipada com iluminação fluorescente, B- Interior, equipada com iluminação LED, sensores de temperatura e sensores de humidade.

A câmara climática fitoclima 1200 PHL é caracterizada por ser do tipo *reach-in*, com um volume interior aproximado de 1053 litros e o controlador integrado no painel frontal, apresentando múltiplas possibilidades de simulação de ciclos diurnos e noturnos. A gama de temperaturas/humidade relativa situa-se entre os -5 a 45°C / 40 a 90% com a iluminação desligada, e 5 a 45°C / 40 a 80% com a iluminação ligada. Segundo o fabricante, este equipamento apresenta uma precisão e uniformidade de $\pm 0,5$ e $\pm 1^{\circ}\text{C}$, para a temperatura, e $\pm 1\%$ e $\pm 2\%$, para a humidade relativa, respetivamente com a iluminação desligada e ligada.

Na figura 15, apresenta-se um esquema simplificado da câmara utilizada nos ensaios. Podemos ver que se encontra dividida verticalmente em duas zonas, sendo a circulação de ar feita pelas laterais e pelo separador central com aproximadamente 12 cm. A capacidade máxima são oito prateleiras, tendo neste ensaio sido utilizadas apenas quatro, duas no nível superior e duas no nível de

inferior, a partir de agora definido como nível de produção superior e nível de produção inferior.

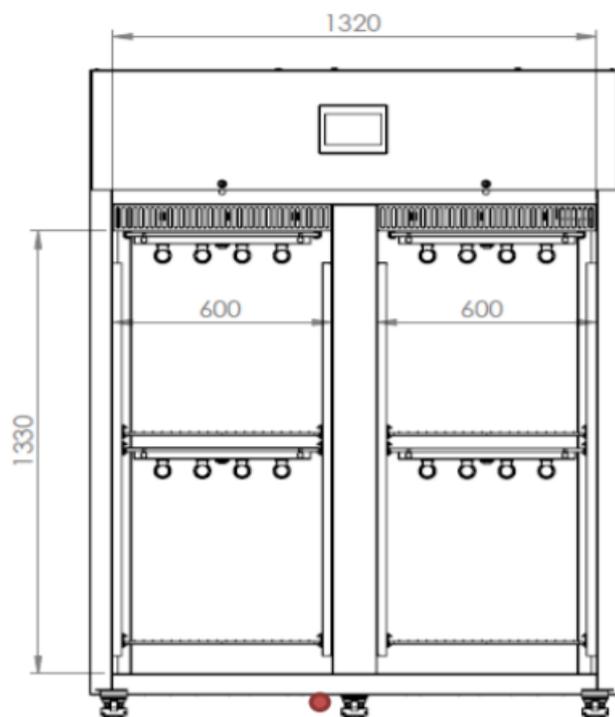


Figura 15 - Figura esquemática da câmara de crescimento de plantas fitoclima 1200PHL, produzida pela ARALAB. Adaptado: ARALAB (n.d.)

Realizaram-se dois ensaios que diferiram no sistema de iluminação utilizada como fonte de radiação PAR: lâmpadas fluorescentes (Philips Master PL-L 55W/840/4P) (Fig. 14-A) e LEDs (Philips Green Power Led Research Modules) (Fig. 14-B). Em ambos os casos, a intensidade luminosa foi de $270 \pm 10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ com um fotoperíodo de 12h, temperatura e humidade relativa do ar dia/noite de 22/14°C e 65/80% respetivamente.

Foram instalados 48 sensores de temperatura HCP 9700 e 12 sensores de humidade HIH 4000, com um erro de $\pm 1^\circ\text{C}$ e 3,5% respetivamente, no intervalo de temperaturas entre os -40°C e os 70°C . A distribuição espacial dos sensores foi igual nas duas metades da câmara de crescimento de plantas (Fig. 16 e 17). O registo de dados ocorreu a cada 60 segundos usando dois dataloggers Campbell Scientific CR1000 e um multiplex Campbell Scientific AM146. Posteriormente, fez-se o mapeamento térmico da câmara, com recurso ao programa SigmaPlot 12.0, a partir do desvio entre os valores pedidos à CCP ($22^\circ\text{C}/14^\circ\text{C}$) e os dados recolhidos, utilizando o programa PC200W. Realizaram-se oito mapas térmicos: os quatro primeiros foram realizados com os materiais

necessários ao ensaio dentro da câmara (vasos, tabuleiros, substrato, etc), durante o período diurno e noturno, tanto para a iluminação LED como para a iluminação fluorescente, servindo estes quatro mapas como controlo; os restantes quatro ocorreram aos 30 dias de ensaio e, a semelhança dos mapas de controlo, foram elaborados para o período diurno e noturno, tanto para a iluminação LED como para a iluminação fluorescente.

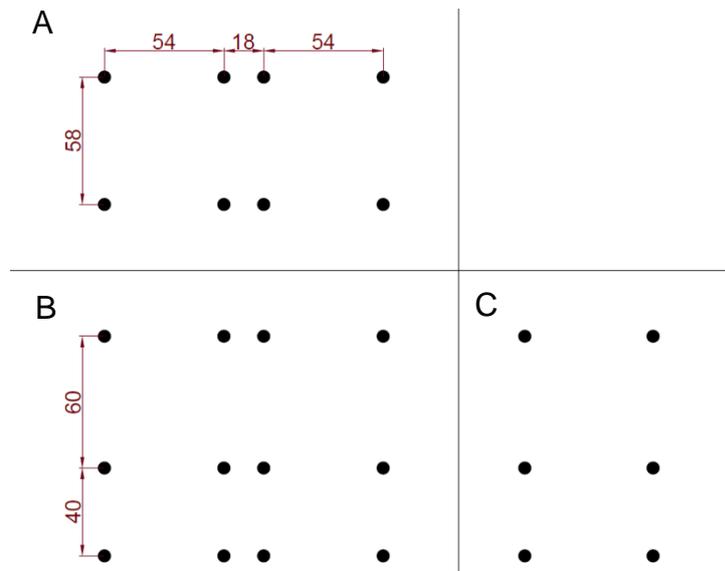


Figura 16 - Posição dos sensores de humidade em metade da câmara de crescimento de plantas (A – Vista superior e inferior, B – Vista traseira e frontal e C – Vistas laterais) (Os desenhos não se encontram à escala).

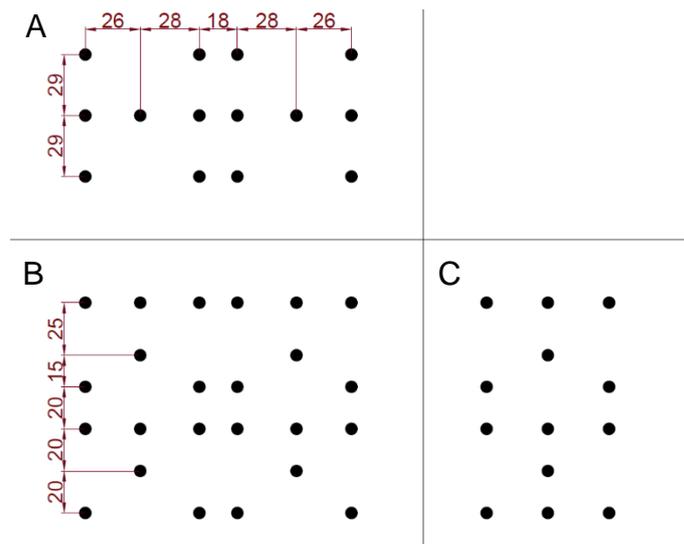


Figura 17 - Posição dos sensores de temperatura em metade da câmara de crescimento de plantas (A – Vista superior e inferior, B – Vista traseira e frontal e C – Vistas laterais) (Os desenhos não se encontram à escala real).

O consumo de energia da câmara foi medido durante os 30 dias do ensaio, para cada um dos sistemas de iluminação testados. O medidor de energia utilizado foi um FINDER 7E.64.8.230.0010 (Fig. 18), gentilmente fornecido pela empresa Luís Nobre eletricitistas LDA.



Figura 18 - Medidor de consumo elétrico FINDER 7E.64.8.230.0010.

3.2. Material Vegetal

As espécies testadas foram a alface (*Lactuca sativa* L. cv. 'Maravilha de Inverno') e o espinafre (*Spinacia oleracea* L. cv. 'Gigante de Inverno'). O critério de escolha foi o seu rápido crescimento (Almeida, 2006) e a possibilidade de comparação dos resultados com outros trabalhos onde estas espécies também foram utilizadas, como por exemplo, Kim et al., (2004), Peixe et al. (2018), Samuoliene et al. (2013) e Yan et al.(2019).

3.2.1. Germinação e Individualização das Plantas

As plantas utilizadas neste trabalho foram obtidas por sementeira utilizando vermiculite como o substrato para a fase de germinação. Encheram-se dois tabuleiros de 84 alvéolos (3x3x3 cm) com substrato e em cada alvéolo introduziu-se uma semente. Após a sementeira e a primeira rega colocaram-se os tabuleiros dentro de estufins, com o intuito de criar o microclima propício à germinação (Fig. 19). As plantas foram retiradas dos estufins aos 7 dias após o início da germinação e colocadas na câmara até aos 12 dias para completar a fase de germinação. As condições ambientais da câmara foram programadas da seguinte forma; fotoperíodo de 16h proporcionado por lâmpadas fluorescentes,

intensidade luminosa de $270 \pm 10 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$, temperatura dia/noite de 20/18°C, e umidade relativa constante de 60%.



Figura 19 - Estufins utilizados para a germinação das sementes de alface e espinafre.

Após a germinação iniciou-se a fase de individualização das plantas. Durante esta fase realizaram-se dois processos importantes para garantir homogeneidade e reduzir o stress causado pela transplantação das plantas a usar nos ensaios. Inicialmente programou-se a câmara para as condições previamente definidas para o ensaio. Após a recuperação das plantas, devido ao stress originado pela mudança de ambiente, realizou-se a seleção de 16 plantas de cada espécie, de modo a que fossem o mais homogêneas possível. A seleção das plantas ocorreu ao 25º dia, tendo sido colocadas nos vasos definitivos (0,60L com perlite). Nesta mesma data, para cada espécie, fizeram-se dois grupos de 8 vasos e colocou-se cada grupo dentro de um tabuleiro (550mmx310mmx70mm) (Fig. 20).



Figura 20 - Plantas de alface e espinafre transplantadas para os vasos definitivos, em tabuleiros com fertirrega.

Importa ainda referir que, inicialmente, as plantas sobreviveram das reservas presentes nas suas sementes e a partir do 12º dia efetuou-se rega com a nutrição mineral descrita no ponto seguinte.

3.2.2. Preparação dos Ensaio

Das 16 plantas disponíveis para cada espécie foram escolhidas 12, distribuídas em 2 tabuleiros com 6 vasos cada (Fig. 21), e, para iniciar o ensaio, estes foram colocados na câmara, com a distribuição representada na figura 22, e nas condições descritas em 3.1.



Figura 21 - A - Plantas de espinafres prontas a começar os ensaios. B - Plantas de alface em pleno ensaio com o sistema de nutr visível.

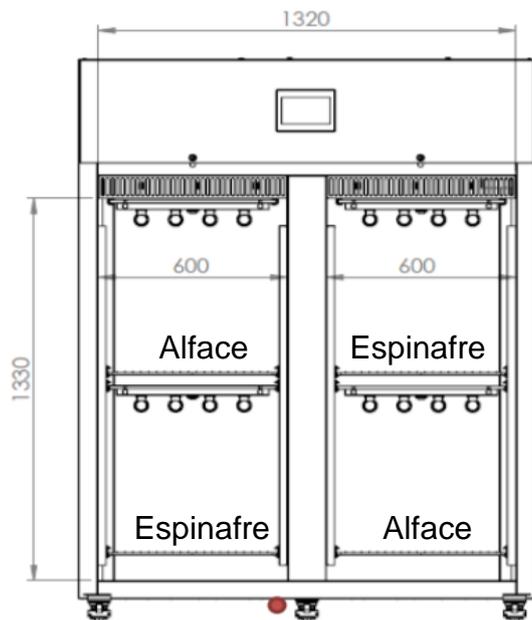


Figura 22 - Figura esquemática da câmara de crescimento de plantas fitoclíma 1200PHL, produzida pela ARALAB, com a disposição das plantas no interior da CCP. Adaptado: ARALAB (n.d.)

O fornecimento de água e nutrientes foi feito em condições de hidroponia. Para tal, usou-se uma película de solução nutritiva permanente no fundo de cada um dos tabuleiros, sendo reposta quando deixava de cobrir a totalidade do fundo dos mesmos. Optou-se por utilizar a solução nutritiva desenvolvida por Hoagland & Arnon (1950) com uma condutividade de $1,5 \text{ mS cm}^{-1}$, avaliada com recurso a um medidor de condutividade Hanna Instruments LDA HI 8733. Adicionou-se ainda um sistema de oxigenação da solução nutritiva, com o intuito de evitar problemas de hipoxia e acumulação de microalgas. Este sistema era constituído por uma pedra difusora, ligada a uma bomba de ar, em cada tabuleiro.

3.3. Determinação de Parâmetros Fisiológicos das culturas

Os parâmetros fisiológicos avaliados foram: a condutância estomática, a eficiência do fotossistema II, o teor de clorofilas e a fotossíntese instantânea. As medições foram efetuadas de manhã de forma aleatória em 3 folhas por planta aos 10, 20 e 30 dias de ensaio, exceto para a fotossíntese instantânea que apenas foi medida aos 30 dias.

A condutância estomática mediu-se com recurso a um porômetro AP4 da Delta-T (Fig. 23-A), devido à grande variabilidade deste parâmetro ao longo do dia realizaram-se todas as medições entre as 9:30 e as 10:30.

O teor de clorofilas e a fluorescência emitida pela clorofila foram medidas com os equipamentos Hansatech Instruments CL-01 (Fig. 23-B) e Opti-Sciences OS30p+ (Fig. 23-C), respetivamente.

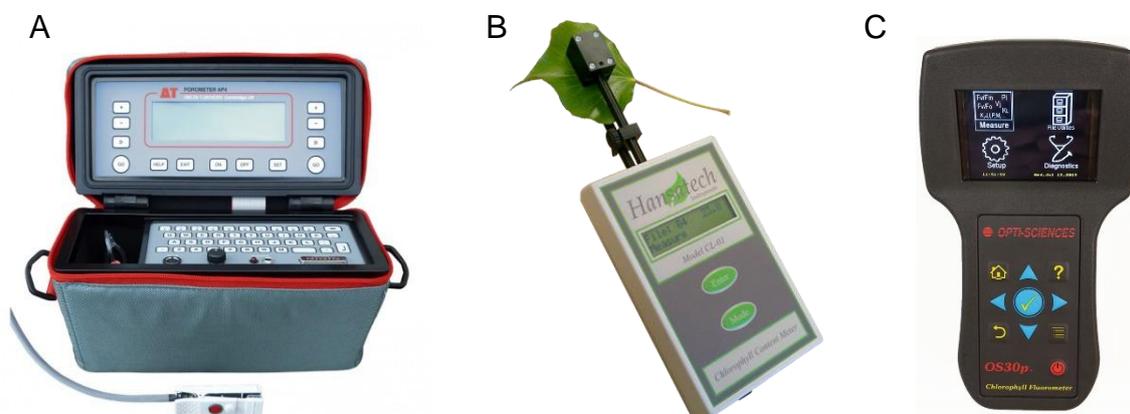


Figura 23 - A - Porômetro Delta-T AP4 (AlphaOmega Electronics, n.d.). B – Medidor teor de clorofilas Hansatech instruments cl-01 (Hansatech, n.d.) C - Fluorómetro Opti-Sciences OS30p+ (Opti-Sciences, n.d.).

Utilizou-se o equipamento LCI Portable Photosynthesis System da empresa ADC BioScientific Ltd. (UK) para a medição da fotossíntese instantânea (Fig. 24).



Figura 24 - Medidor de fotossíntese portátil LCI (Alsina, n.d.).

3.4. Rendimento cultural e eficiência energética

O rendimento da cultura foi avaliado pelo registo dos pesos fresco e seco, aos 30 dias de ensaio sendo para o efeito foi utilizada uma balança digital (OHAUS Corporation, mod. GT210). O peso fresco foi registado imediatamente após o levantamento dos ensaios e o peso seco após secagem em estufa (VWR VENTI-line VL115) a 60°C até peso constante.

A eficiência de utilização da energia (EUE) foi calculada como a razão entre o peso seco (biomassa) do total de cada espécie e o consumo elétrico acumulado da CCP, expresso em $\text{g.kW}^{-1}.\text{h}^{-1}$, sendo o seu cálculo efetuado utilizando a seguinte equação:
$$EUE = \frac{\text{Peso seco total}}{\text{Consumo elétrico acumulado}}$$

3.5. Delineamento Experimental e Análise de Dados

Os ensaios foram instalados sob a forma de um fatorial completo, sendo cada ensaio constituído por: 2 espécies x 2 tipos de luz x 2 localizações na câmara de crescimento de plantas.

Foram utilizados 12 vasos para cada uma das espécies em estudo, distribuídos em 2 grupos de 6, pelos dois locais dentro da câmara (6 vasos/espécie/nível/tipo de luz), funcionando cada vaso como uma repetição.

Os dados obtidos para os parâmetros fisiológicos assim como para os indicadores de produção, foram submetidos a análise de variância, seguida de análise de comparação de médias pelo teste de Fisher, sendo consideradas diferenças significativas para valores de $p \leq 0,05$.

A organização e processamento estatístico dos dados foi realizada com os softwares Microsoft EXCEL e STATISTICA 12.5, respectivamente.

4. RESULTADOS E DISCUSSÃO

Para uma maior facilidade de interpretação dos resultados que de seguida se apresentam, estes encontram-se divididos em três partes: (1) avaliação dos parâmetros ambientais, (2) avaliação do consumo energético e (3) avaliação dos parâmetros fisiológicos e produtivos.

4.1. Avaliação dos Parâmetros Ambientais

Tal como referido anteriormente, os dados recolhidos com os sensores de temperatura instalados na CCP, permitiram elaborar os mapas de variação térmica que se apresentam nas figuras 25 e 26. Os mapas mostram que as condições climáticas da CCP apresentaram alguma heterogeneidade em todos os ensaios. No entanto, verifica-se que esta situação foi mais acentuada no período diurno e no ensaio com iluminação fluorescente (Fig. 25-C). Com este sistema de iluminação, durante o controlo com a câmara vazia, registou-se uma diferença superior a 5°C, em relação ao que se encontrava programado na CCP. Com o sistema de iluminação LED, esta diferença reduziu-se, assumindo um valor ligeiramente superior a 2°C (Fig. 26-C). Os registos efetuados já nas condições de ensaio, mostram que estas variações reduziram, observando-se então uma diferença térmica de aproximadamente 2°C (Fig. 25-D), no ensaio com iluminação fluorescente, e 1°C (Fig. 26-D) no ensaio com iluminação LED.

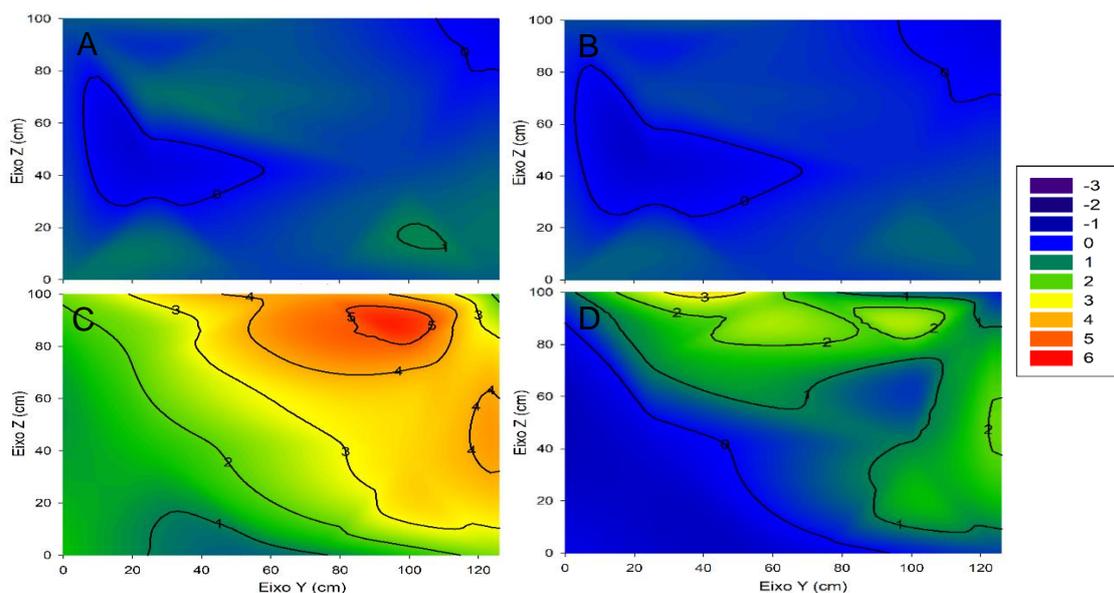


Figura 25 - Mapeamento da variação térmica de uma câmara de crescimento de plantas Fitoclíma 1200 PHL (ARALAB), equipada com iluminação fluorescente, durante: A - Controlo noite, B – Ensaio noite, C – Controlo dia e D - Ensaio dia. Os valores de temperatura apresentados encontram-se em graus Celsius.

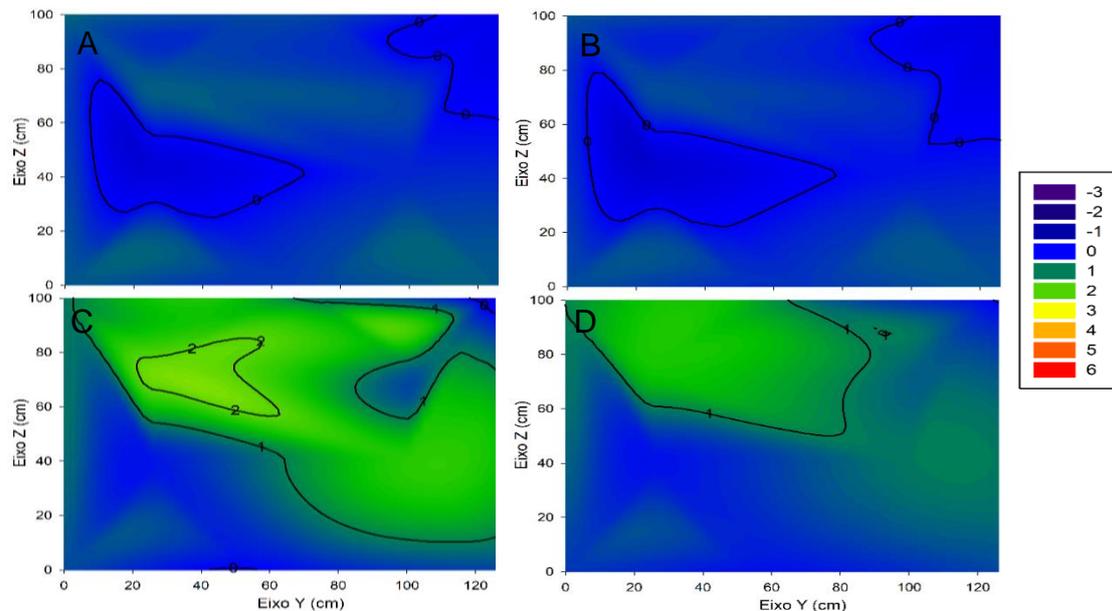


Figura 26 - Mapeamento da variação térmica de uma câmara de crescimento de plantas Fitoclina 1200 PHL (ARALAB), equipada com iluminação LED, durante: A - Controlo noite, B – Ensaio noite, C – Controlo dia e D - Ensaio dia. Os valores de temperatura apresentados encontram-se em graus Celsius.

Importa ainda referir que os valores mais discrepantes, em relação ao programado na CCP, ocorreram sempre no nível superior.

Relativamente à humidade do ar, ocorreram problemas nos sensores de humidade relativa, e por esse motivo, não foi possível usar os dados, que apresentavam valores inconsistentes e não fiáveis.

Measures et al. (1973), estudaram o crescimento de aboboras ‘Straight Eight’, milho ‘Golden Bantam’ e aveia ‘Russell’, utilizando para o efeito uma CCP do tipo “Reach-in”, com um volume interno aproximado de 463 litros, um sistema de iluminação com quatro lâmpadas incandescentes de 25W e oito fluorescentes de 40W, um fotoperíodo de 16h e temperatura constante de 25°C +/- 2°C. Estes autores referem uma distribuição térmica idêntica à observada nos nossos ensaios, ainda que, com menores variações. Isto, justifica-se provavelmente devido ao volume da CCP utilizada por estes autores ser menor, tornando-se mais fácil de homogeneizar e também ao facto de apresentarem os dados para o período de 24h, englobando o período diurno, onde se verificaram condições heterogéneas, e o período noturno, onde as condições eram homogéneas.

Bush et al. (2017), compararam o efeito da iluminação LED branca e fluorescente branca em plantas de *Arabidopsis* spp., numa CCP do tipo “walk-in”, metade equipada com lâmpadas LumiGrow LumiBar LED lamps (350 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$) e a outra metade com iluminação fluorescente (200 $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$). Os

dados obtidos por estes autores, mostraram que durante os ensaios as zonas da CCP com iluminação fluorescente e com LED, apresentaram respetivamente, uma temperatura de aproximadamente 25°C e 21°C, observando-se uma diferença de 4°C.

Nos nossos ensaios, a diferença entre os dois sistemas foi menor que a reportada por estes autores, assumindo um valor de apenas 1°C. Bush et al. (2017), não referem o volume interno da CCP utilizada, no entanto, dizem ser do tipo “walk-in” e por isso apresentará sempre um volume interno muito superior ao equipamento utilizado nos nossos ensaios. Este fator faz com que as diferenças observadas sejam sempre numa escala superior, pois, como já foi visto anteriormente neste capítulo, quanto maior o volume interno maior a dificuldade em obter um ambiente homogéneo.

Verifica-se assim, que a homogeneidade perfeita em sistemas de ambiente controlado é muito difícil de obter, devido às propriedades físicas dos fluídos, o volume do ambiente a aclimatizar e a energia térmica libertada pelos equipamentos imprescindíveis ao correto funcionamento das CCPs.

4.2. Avaliação do Consumo Energético

A iluminação LED apresenta inúmeras vantagens quando comparada com os restantes tipos de iluminação existentes, uma delas é o seu reduzido consumo energético. Nos ensaios por nós realizados, o consumo energético da CCP foi de 456,7 kW.h e 729 kW.h, respetivamente para os ensaios com iluminação LED e fluorescente, correspondendo a uma diferença de 37,8% (Fig. 27).

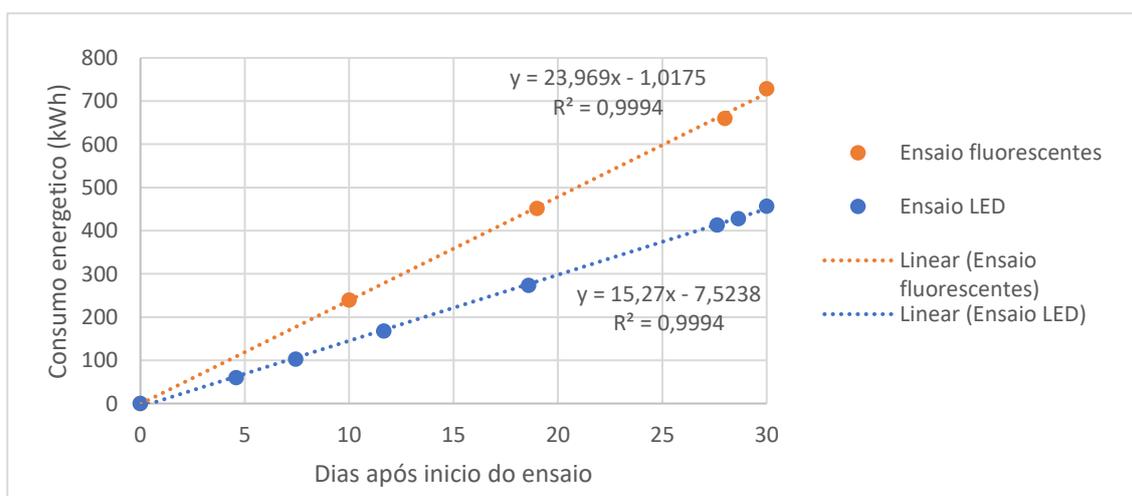


Figura 27 - Consumo energético acumulado das câmaras de crescimento de plantas durante os 30 dias de ensaio.

De acordo com Tian (2016) e Stober et al. (2017) a iluminação LED permite obter uma eficiência 20% a 24% superior, quando comparada com a iluminação fluorescente. Verifica-se uma grande discrepância entre a redução de 37,8%, observada nos nossos ensaios, e a reportada por estes autores. Provavelmente, isto resulta da baixa temperatura de funcionamento dos LEDs (Bush et al., 2017; Tian, 2016), que por sua vez se traduz numa redução dos períodos de funcionamento do sistema de climatização da CCP. Esta hipótese é sustentada pelos mapas de variação térmica, anteriormente apresentados (Fig. 25-26), onde se observou que os LEDs originaram uma menor variação do ambiente térmico da CCP.

O registo de dados efetuado, mostra também, com um elevado grau de ajustamento ($R^2 = 0,99$), uma distribuição linear do consumo de energia (Fig. 27). Todos os seres vivos, numa escala maior ou menor, influenciam o ambiente em que se inserem e as plantas não são exceção. Há muitos anos que se conhece a sua influência no ambiente controlado (Kimball, 1973; Takakura et al., 1971), variando consoante a espécie, o estágio de desenvolvimento e o seu crescimento. Seria espectável, que, com esta variação, existisse também a necessidade da CCP se adaptar. No entanto, a regressão linear desenvolvida com os dados do consumo energético demonstra precisamente o contrário. Indicando, que a influência provocada pelas diferentes necessidades das plantas, ao longo do seu ciclo produtivo, não apresenta uma grandeza suficiente para influenciar o consumo energético destas CCPs.

4.3. Avaliação dos Parâmetros Produtivos e Fisiológicos

4.3.1. Alface

4.3.1.1. Parâmetros produtivos

Com o intuito de averiguar, se a utilização de diferentes sistemas de iluminação e/ou os diferentes níveis de produção originaram efeitos distintos nas plantas, realizou-se uma análise de variância (ANOVA) para cada parâmetro produtivo (anexo 1). Nessas análises pode ver-se que os valores de p , para a variável sistemas de iluminação, é inferior a 0,05, significando isto que esta variável condicionou significativamente o peso fresco e seco. Verifica-se ainda que, para a variável nível de produção, e para a interação entre esta variável e

os sistemas de iluminação utilizados, não há diferenças significativas a registrar nos parâmetros em análise (ver Anexo 1). Uma análise detalhada da influência do tipo de iluminação nos parâmetros produtivos, apresenta-se em seguida.

Na figura 28, onde se apresentam o peso fresco e seco com os respectivos intervalos de confiança (95%) obtidos após a análise de comparação de médias, registam-se diferenças significativas nos parâmetros produtivos entre os ensaios realizados. Nesta mesma figura, verifica-se que a produção média por planta, respetivamente matéria fresca e seca, foi de 128,23 g e 5,77 g, no ensaio com iluminação fluorescente, e 76,67 g e 4,22 g, no ensaio com iluminação LED.

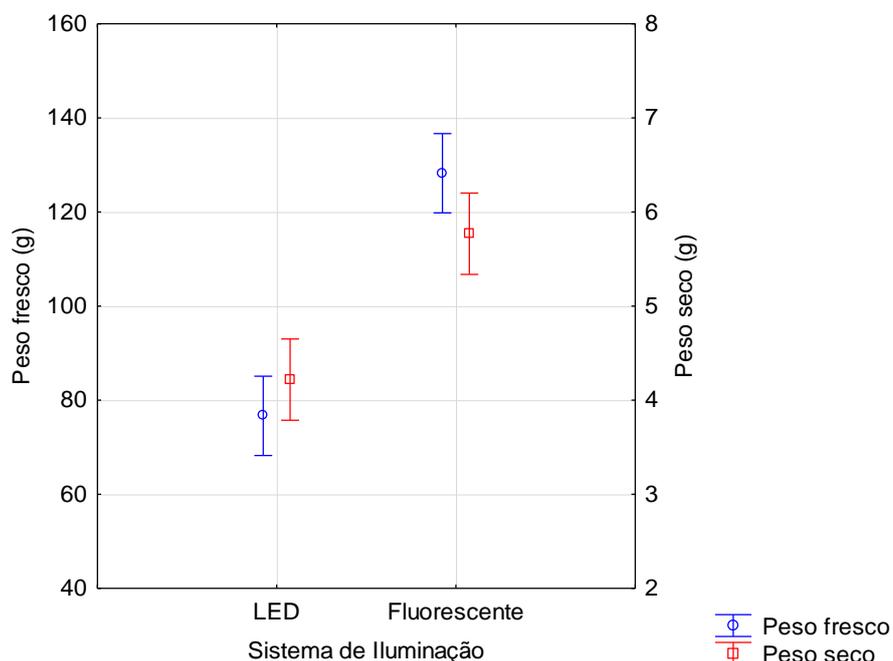


Figura 28 - Peso fresco e seco para a espécie alface, com barras verticais a representar o intervalo de confiança de 95%, aos 30 dias de ensaio.

Do cálculo efetuado para determinar a eficiência de utilização da energia verifica-se que, cada kW.h fornecido, originou em média 0,11 g de matéria seca, no caso do ensaio com iluminação LED (Eq. 1) e 0,09 g, no caso em que se utilizou iluminação fluorescente (Eq. 2). Isto permite-nos afirmar que, em termos de eficiência energética, o ensaio com iluminação LED foi mais eficiente a produzir matéria seca, apesar de este ensaio apresentar uma menor quantidade total de matéria seca aos 30 dias de ensaio.

$$EUE = \frac{\text{Peso seco total}}{\text{Consumo elétrico acumulado}} \leftrightarrow EUE = \frac{50,64 \text{ g}}{456,70 \text{ kW.h}} \leftrightarrow EUE = 0,11 \frac{\text{g}}{\text{kW.h}} \quad \text{Eq.1}$$

$$EUE = \frac{\text{Peso seco total}}{\text{Consumo elétrico acumulado}} \leftrightarrow EUE = \frac{69,24 \text{ g}}{729,00 \text{ kW.h}} \leftrightarrow EUE = 0,09 \frac{\text{g}}{\text{kW.h}} \quad \text{Eq.2}$$

Na figura 29, pode observar-se o aspeto das plantas no fim dos 30 dias de ensaio. A figura 29-A corresponde ao ensaio com iluminação fluorescente e a figura 29-B corresponde ao ensaio com iluminação LED. Observaram-se diferenças nas plantas entre os dois sistemas de iluminação utilizados. Com a iluminação fluorescente as plantas apresentavam-se mais apelativas, mais vigorosas, com folhas maiores e maior densidade de copa. Já as plantas do ensaio com iluminação LED, para além de visualmente menos apelativas, mostraram-se também muito sensíveis aos danos físicos, quando comparadas com as plantas do ensaio com iluminação fluorescente.



Figura 29 - Plantas de alface no fim do ensaio com iluminação fluorescente (A) e LED (B).

Bush et al. (2017), também realizaram ensaios em CCP com iluminação fluorescente e LED e referem que as diferenças observadas foram apenas devidas a diferentes temperaturas de funcionamento dos sistemas de iluminação. Por outro lado Yan et al. (2019), em ensaios semelhantes, referem que as diferenças ocorreram porque o espectro fornecido pela iluminação LED apresenta reduzida qualidade fotossintética. Tendo estes dois estudos como base procedeu-se à análise dos parâmetros fisiológicos.

4.3.1.2. Parâmetros fisiológicos

À semelhança dos parâmetros produtivos, realizou-se uma análise de variância (ANOVA) para cada parâmetro fisiológico em estudo, apresentadas no anexo 2. Com base nessas análises, verificou-se que apenas a variável sistema

de iluminação apresenta uma influência significativa nos parâmetros analisados. Seguidamente, apresenta-se uma análise detalhada para cada parâmetro fisiológico recolhido.

Primeiramente procurou-se saber se as plantas apresentavam um stress severo que reduzisse a sua capacidade fotossintética. Com recurso aos dados da eficiência do fotossistema II, observou-se que a radiação PAR proveniente da iluminação LED apresentou uma eficiência significativamente menor ao longo dos 30 dias de ensaio (Fig. 30). No entanto, esse valor nunca foi inferior a 0,6, o que, segundo Ritchie (2006), é o valor abaixo do qual existe stress severo nas plantas.

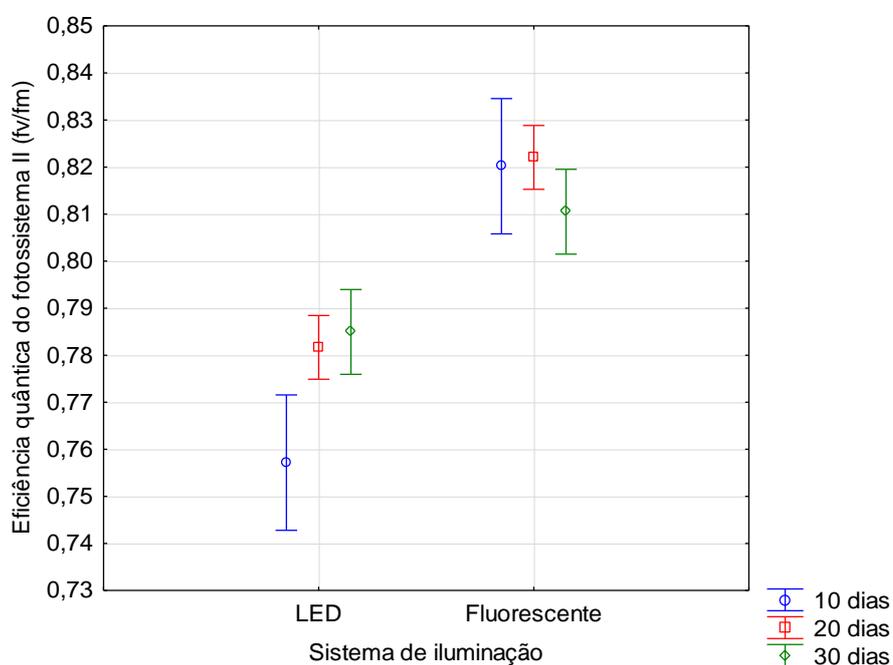


Figura 30 - Valores de eficiência quântica do fotossistema II (F_v/F_m) para as plantas de alface, com barras verticais a representar o intervalo de confiança de 95%, aos 10, 20 e 30 dias de ensaio.

Seguidamente, procedeu-se à análise da taxa de fotossíntese líquida e do dióxido de carbono subestomático. Na figura 31, vê-se que o ensaio com iluminação LED apresentou uma taxa de fotossíntese líquida significativamente menor. Nessa mesma figura e ensaio, observa-se que o teor de CO_2 na cavidade subestomática apresentou valores muito elevados, sendo isto uma consequência da fotossíntese não se encontrar otimizada.

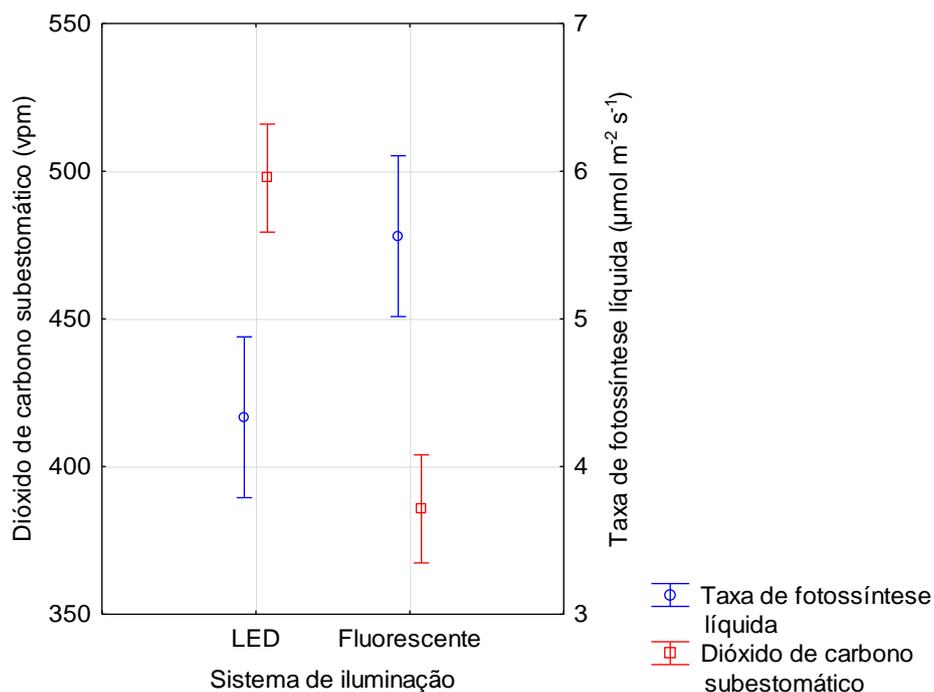


Figura 31 - Valores de dióxido de carbono subestomático e a taxa de fotossíntese líquida, com barras verticais a representar o intervalo de confiança de 95%, para as plantas de alface, aos 30 dias de ensaio.

Por último, verificou-se que o teor de clorofilas das folhas foi significativamente maior no ensaio com iluminação LED, tanto aos 20 como aos 30 dias (Fig. 32). Isto demonstra que as plantas tentaram compensar a menor eficiência fotossintética do sistema de iluminação LED, com a disponibilização de um maior número de fotorreceptores.

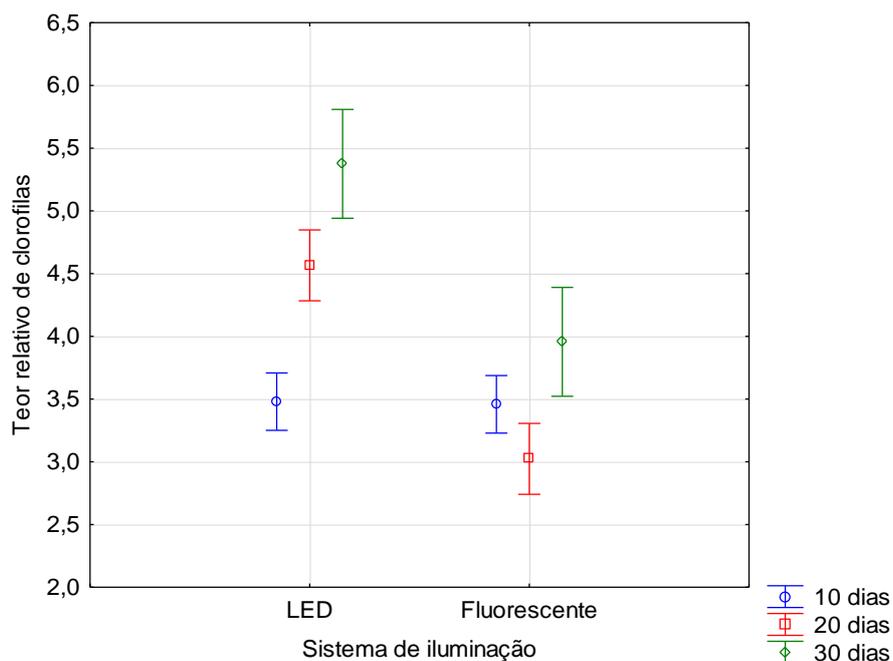


Figura 32 - Teor de clorofilas nas folhas, com barras verticais a representar o intervalo de confiança de 95%, para as plantas de alface, aos 10, 20 e 30 dias de ensaio.

Ao contrário do que se verificou nos nossos ensaios, Peixe et al. (2018), em ensaios desenvolvidos com a mesma CCP e em condições semelhantes de temperatura, humidade, intensidade luminosa e tipos de luz, reportaram para a matéria fresca e matéria seca total, resultados obtidos com LEDs brancos que não diferiam significativamente dos obtidos com o uso de tubos fluorescentes, isto para uma intensidade luminosa de $250 \mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$.

No entanto, os autores referem que provavelmente as plantas não conseguiram expressar a totalidade do seu potencial devido a um possível stress hídrico. Nesses ensaios, os autores optaram por um sistema onde colocavam a solução nutritiva nos pratos dos vasos, apresentando assim uma capacidade de armazenamento muito reduzida, quando comparada com o sistema de tabuleiros utilizado no presente trabalho, tornando assim a disponibilidade hídrica o fator limitante da fotossíntese e não os diferentes espetros luminosos que se encontravam em estudo.

Como anteriormente referido, Bush et al. (2017), observaram diferenças entre os dois sistemas de iluminação e sugerem que as mesmas ocorrem, maioritariamente, devido ao facto de o sistema fluorescente operar numa temperatura mais elevada. A conclusão destes autores, apenas pode ser verdadeira numa situação em que as temperaturas ambientais estejam mais baixas que o ideal para a espécie em estudo.

Park & Runkle (2017), em ensaios realizados com radiação infravermelha (700 – 800 nm) em alface, identificaram que esta promove indiretamente o crescimento das plantas, mediante a expansão foliar. Posteriormente Yan et al. (2019), referiram que as diferenças observadas ao nível do crescimento nas plantas, entre a iluminação LED e fluorescente, ocorre devido ao facto de a última emitir radiação infravermelha.

O último parâmetro fisiológico avaliado para os dois sistemas de iluminação utilizados foi a condutância estomática. Na figura 33, apresentam-se os valores médios com os intervalos de confiança a 95%. Verifica-se que não existem diferenças significativas ao nível da transpiração das plantas, entre os ensaios com iluminação LED e fluorescente.

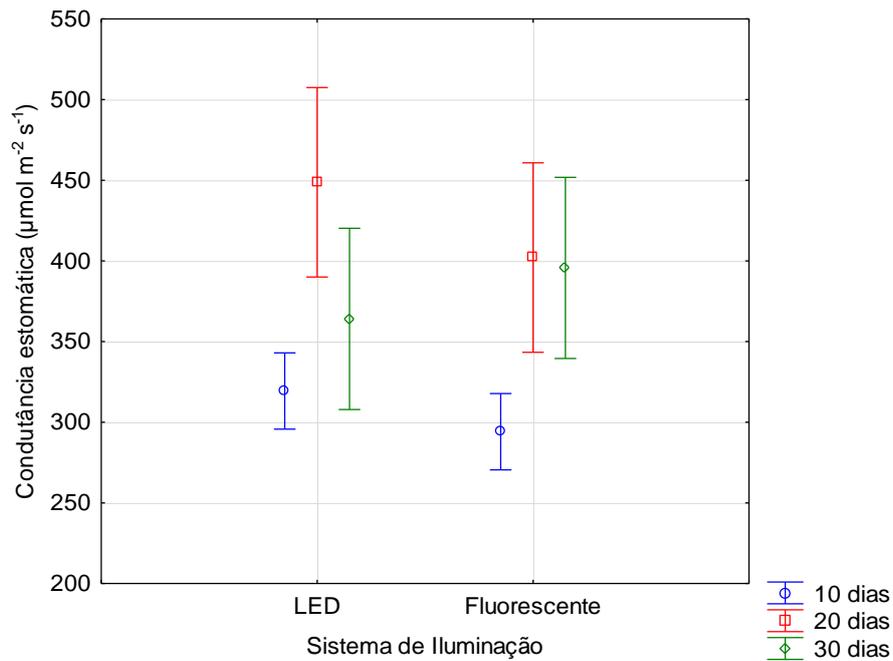


Figura 33 - Valores médios de condutância estomática, com barras verticais a representar o intervalo de confiança de 95%, recolhidos aos 10, 20 e 30 dias de ensaio das plantas alface.

Ainda que os valores observados de transpiração não sejam diferentes entre os ensaios realizados, os resultados da evapotranspiração, apresentados na figura 34, demonstram o contrário. Nessa mesma figura verifica-se que ocorreu uma evapotranspiração de 12,73 e 15,75 litros, no nível de produção superior, e 12,04 e 13,65 litros, no nível de produção inferior, respetivamente no ensaio com iluminação LED e fluorescente. A partir destes dados retiramos duas informações importantes: a primeira é que o ensaio com a iluminação LED apresentou uma menor evapotranspiração, algo espectável, visto que este primeiro opera a temperaturas mais baixas que o fluorescente (Bourget, 2008; Tian, 2016), reduzindo a taxa de evaporação; a segunda é que o nível inferior apresenta menor evapotranspiração, algo que se encontra em concordância com o que foi averiguado no capítulo 4.1, onde se verificou que a zona superior da CCP apresenta temperaturas mais elevadas.

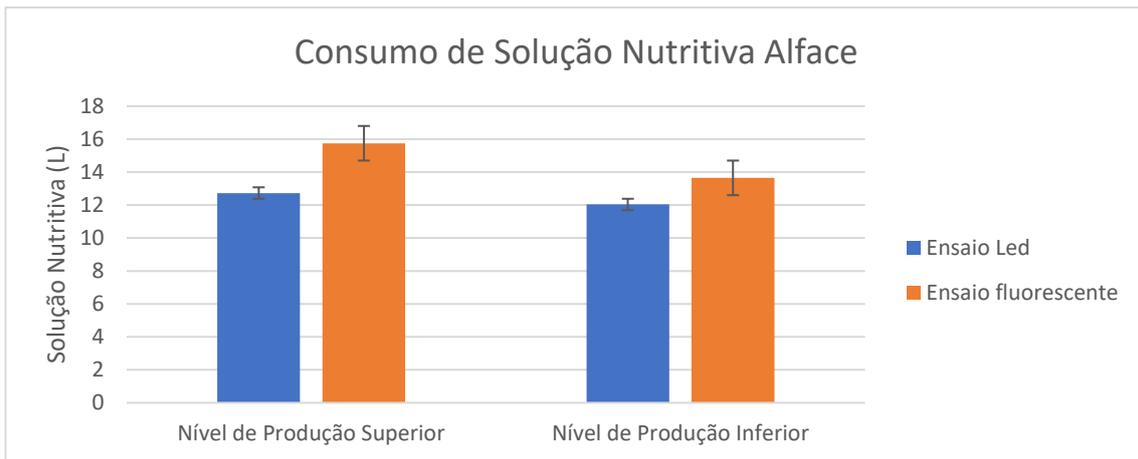


Figura 34 - Consumo de solução nutritiva das plantas de alface em cada nível de produção, com as respetivas barras de erro.

De uma apreciação global dos dados apresentados, verificou-se que o sistema de iluminação LED, por um lado, apresenta reduções significativas do consumo elétrico, mas, por outro, apresenta menor produção de matéria verde. Assim, com o intuito de verificar qual o sistema de iluminação que apresenta uma maior eficiência produtiva, foram realizados alguns cálculos económicos.

Os cálculos seguintes assumem um preço médio de 0,50 euros por cada kilo de produto ao longo do ano de 2019 (GPP, 2020). Em relação à eletricidade, assumiu-se um valor de 0,215 euros por kW.h, correspondendo este ao custo médio durante o ano de 2019 em Portugal (Pordata, 2020).

A utilização de iluminação LED originou uma redução em média de 51,6 g de matéria verde em cada planta, calculou-se assim que na totalidade da CCP a redução foi de 619,2 g de matéria verde. Isto corresponde a uma perda monetária na ordem dos 0,31 euros. No ponto 4.2., verificou-se que a utilização da iluminação LED originou uma poupança de 271,3 kW.h, traduzindo isto em valor monetário obtém-se uma poupança de 58,32 euros. Ou seja, apesar de os LEDs serem menos eficientes a produzir matéria verde compensam largamente, do ponto de vista económico, devido a sua eficiência elétrica superior. Ressalvando que nestes cálculos não se tem em conta a qualidade do produto final, custo de aquisição dos diferentes sistemas e que cada sistema produtivo é único, tornando-se impossível transcrever os cálculos anteriores para todos os sistemas de produção vegetal.

4.3.2. Espinafre

Tal como descrito em Materiais e Métodos, a instalação dos ensaios com as plantas de alface e de espinafre, decorreu de forma idêntica, seguindo a metodologia anteriormente usada por Peixe et al. (2018). A única exceção foi o tipo de rega e nutrição das plantas, que, neste caso se fez mantendo uma película permanente de solução nutritiva na base dos tabuleiros, onde se encontravam as plantas, e, no anterior sistema, seguido por Peixe et al. (2018), a rega era efetuada diariamente no substrato.

Procedeu-se a esta alteração de metodologia, tendo em conta que os autores atrás citados referiram problemas de deficiência hídrica nas fases finais de desenvolvimento das plantas, deficiência esta que terá impedido a total expressão da sua capacidade produtiva.

Peixe et al. (2018), reportaram nos seus ensaios com iluminação LED branca, e fluorescente, respetivamente, um peso seco por planta de 5,72g e 4,47g. Já nos ensaios aqui desenvolvidos, mesmo com a referida otimização das condições hídricas e nutritivas e contrariamente ao que seria de esperar, os valores obtidos ficaram muito aquém destes, tendo-se registado um peso seco de 2,69g, no caso do ensaio com iluminação fluorescente, e de 0,65g no ensaio com iluminação LED.

Na figura 35, podem ver-se as plantas de espinafre no fim dos 30 dias de ensaio com iluminação fluorescente (esquerda), e LED (direita). Observa-se que as plantas apresentaram no ensaio com iluminação LED um tamanho reduzido e ocorreu amarelecimento das folhas seguido de necrose. Já no ensaio com iluminação fluorescente, as plantas apresentavam um tamanho reduzido para 30 dias de produção, ainda que não se tenha observado amarelecimento das folhas, nem necrose.

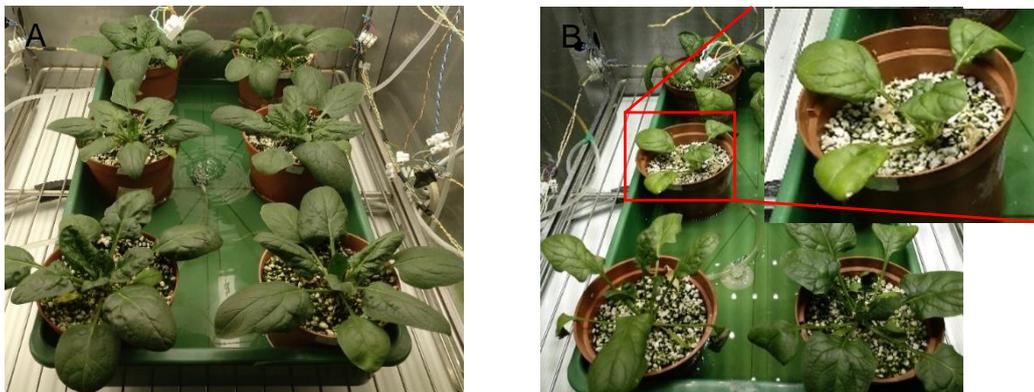


Figura 35 - Plantas de espinafre no fim do ensaio com iluminação fluorescente (A) e LED (B).

Na altura em que se procedeu ao levantamento do ensaio, observou-se uma cor acastanhada e tamanho reduzido do sistema radicular, em ambos os tratamentos e muita sensibilidade a danos físicos no ensaio realizado com iluminação LED.

Do atrás referido, parece evidente que fatores externos não controlados provocaram nas plantas uma situação de stress, condicionando o seu normal desenvolvimento. Esta possibilidade é confirmada pelos dados recolhidos relativos à eficiência do fotossistema II. Verificou-se que muitos valores estavam abaixo de 0,6 e a predominância destes baixos valores apresentou uma tendência crescente ao longo do tempo.

A presença de podridão radicular pode justificar esta tendência, pois uma infeção não ocorre em todas as plantas em simultâneo e, se as condições continuarem favoráveis, a infeção continuará a infetar novos hospedeiros e progredir até a sua morte (Agrios, 2005).

Ainda que não se tenham realizado testes para a identificação de patógenos, estamos em crer que as plantas foram afetadas pelo menos por um dos fungos que causa a podridão radicular (*Pythium aphanidermatum* (Edson) Fitzp., (1923) e *Pythium dissotocum* Drechsler (1930)). Deste modo, consideramos não fazer sentido comparar os resultados obtidos nos dois tratamentos efetuados, iluminação fluorescente e LEDs brancos, tal como foi feito para a alface.

5. CONCLUSÃO

A substituição do sistema de iluminação fluorescente, da CCP, por um sistema LED, originou poupanças de 37,8% no consumo elétrico do equipamento. Isto, ocorreu devido a dois fatores relacionados com o funcionamento dos sistemas de iluminação LED: menor consumo elétrico, afetando diretamente o consumo da CCP, e temperaturas de operação mais baixas, reduzindo as necessidades de refrigeração.

Em relação ao ambiente interno das câmaras, verificou-se que a substituição do sistema de iluminação reduziu a diferença térmica, entre o valor configurado na CCP e o registado, em 1°C, melhorando ligeiramente a homogeneidade do equipamento. Atualmente, uma das limitações das unidades de crescimentos de plantas é a dificuldade de produzir ambientes internos homogêneos. A substituição dos sistemas de iluminação tradicionais, por iluminação LED, mitiga esse problema, permitindo dimensionar e construir instalações maiores e, principalmente, mais eficientes.

Apesar da utilização do sistema LED produzir menor peso fresco e seco que com o sistema fluorescente, observando-se uma diferença de 51,56 g e 1,55 g, respetivamente, este é mais eficiente quando observamos os valores de produção por cada kW.h gasto pela CCP. Uma das grandes vantagens dos LEDs é a possibilidade de criar espectros específicos, tornando-se, assim, numa questão de tempo até aparecer o espectro ideal para cada espécie de planta. Quando isto ocorrer esta iluminação vai igualar, se não mesmo superar, a capacidade de produção dos restantes sistemas de iluminação e aumentar mais a sua eficiência de utilização energética.

Tendo em consideração os resultados obtidos, é possível prever um futuro animador para os sistemas de iluminação LED, na área do crescimento de plantas. Porém, é necessário continuar o trabalho ao nível dos espectros ideais, tendo em consideração as necessidades das plantas, dos utilizadores das instalações e a eficiência destes sistemas. Um possível caminho a seguir é tentar aumentar a eficiência energética utilizando iluminação intermitente, sem sacrificar o crescimento vegetal.

6. BIBLIOGRAFIA

- Agrios, G. (2005). Diseases caused by oomycetes. In *Plant Pathology* (5^o Edition, pp. 409–427). RELX India Private Limited.
- Almeida, D. (2006). *Manual de culturas hortícolas Volume I* (2^o). Editorial Presença.
- AlphaOmega Electronics. (n.d.). *AP4 Porómetro de hojas de Delta-T*. Produtos Meio Ambiente. Retrieved November 29, 2020, from <https://www.alphaomega-electronics.com/pt/produtos-meio-ambiente/1261-ap4-porometro-de-hojas-de-delta-t-garantia-de-5-anos.html>
- Alsina, I. (n.d.). *Determination of photosynthesis*. Portative Photosynthesis Detection Equipment. Retrieved March 27, 2020, from <https://scientificservices.eu/item/portative-photosynthesis-detection-equipment/5625>
- Andreichin, R., Daunicht, H. J., Hartmann, K. M., Hutla, P., Krizek, D. T., Krochmann, H. J., Mortensen, L., Ronchi, L. R., Sager, J. C., Sarytchev, G. S., Saxe, H., Schurer, K., Tibbits, T. W., Tikhornirov, A. A., Tischner, T., Tsujita, J., & Warrington, I. J. (1993). *Collection in photobiology and photochemistry*. Commission Internationale de L'Eclairage. <http://www.cie.co.at/publications/cie-collection-photobiology-and-photochemistry>
- ARALAB. (n.d.). *Investigação em plantas*. Retrieved June 5, 2019, from <http://www.aralab.pt/pt-pt/produtos-pt/bio/>
- Armstrong, G. a, & Hearst, J. E. (1996). Carotenoids 2: Genetics and molecular biology of carotenoid pigment biosynthesis. *The FASEB Journal*, 10(2), 228–237. <https://doi.org/10.1096/fasebj.10.2.8641556>
- Bagher, A. M. (2016). A detailed review on types of lamps and their applications.

- Barinaga, M. (1998). CIRCADIAN RHYTHMS:Clock Photoreceptor shared by plants and animals. *Science*, 282(5394), 1628–1630. <https://doi.org/10.1126/science.282.5394.1628>
- Barinaga, M. (2002). Physiology: Setting the human clock: technique challenged. *Science*, 297(5581), 505–505. <https://doi.org/10.1126/science.297.5581.505>
- Bellis, M. (2019). *The history of fluorescent lights*. ThoughtCo. [thoughtco.com/history-of-fluorescent-lights-4072017](https://www.thoughtco.com/history-of-fluorescent-lights-4072017)
- Berg, J. M., Tymoczko, J. L., & Stryer, L. (2002). *Two photosystems generate a proton gradient and NADPH in oxygenic photosynthesis*. Biochemistry; W. H. Freeman and Company. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK22538/>
- Berg, J. M., Tymoczko, J. L., & Styer, L. (2002). *The calvin cycle synthesizes hexoses from carbon dioxide and water*. Biochemistry. <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/books/NBK22344/>
- Bian, Z.-H., Cheng, R.-F., Yang, Q.-C., Wang, J., & Lu, C. (2016). Continuous light from red, blue, and green light-emitting diodes reduces nitrate content and enhances phytochemical concentrations and antioxidant capacity in lettuce. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 141(2), 186–195. <https://doi.org/10.21273/JASHS.141.2.186>
- Bian, Z.-H., Jiang, N., Grundy, S., & Lu, C. (2018). Uncovering LED light effects on plant growth: new angles and perspectives – LED light for improving plant growth, nutrition and energy-use efficiency. *Acta Horticulturae*, 1227(1227), 491–498. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2018.1227.62>
- Bian, Z. H., Yang, Q. C., & Liu, W. K. (2015). Effects of light quality on the accumulation of phytochemicals in vegetables produced in controlled

environments: a review. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 95(5), 869–877. <https://doi.org/10.1002/jsfa.6789>

Birthal, P. S. (2013). Application of frontier technologies for agricultural development. *Indian Journal of Agricultural Economics*, 68(1), 20–38.

Borowski, E., Michalek, S., Rubinowska, K., Hawrylak-Nowak, B., & Grudzinski, W. (2015). The effects of light quality on photosynthetic parameters and yield of lettuce plants. *Acta Scientiarum Polonorum - Hortorum Cultus*, 14(5), 177–188.

Bourget, C. M. (2008). An introduction to light-emitting diodes. *HortScience*, 43(7), 1944–1946. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1944>

Brown, C. S., Schuerger, A. C., & Sager, J. C. (1995). Growth and photomorphogenesis of pepper plants under red light-emitting diodes with supplemental blue or far-red lighting. *Journal of the American Society for Horticultural Science*, 120(5), 808–813. <https://doi.org/10.21273/JASHS.120.5.808>

Bulbs. (n.d.). *HID (High intensity discharge)*. Retrieved October 3, 2019, from <https://www.bulbs.com/learning/hid.aspx>

Bureau of Labor Statistics. (2015). *Long-term price trends for computers, TVs, and related items*. The Economics Daily. <https://www.bls.gov/opub/ted/2015/long-term-price-trends-for-computers-tvs-and-related-items.htm>

Bush, S. M., Maloof, J. N., Yelton, M., & Leds, R. (2017). *Analysis of arabidopsis light-sensitive mutants grown under different ratios of LED and compared to fluorescent lighting*. Lumigrow.

Calouro, F. (2005). Principais causa de poluição do ar com origem nas actividades agro-pecuárias. In *Actividades agrícolas e ambiente* (1ª, pp. 8–

12). Principia Editora.

Cashmore, A. R. (1999). Cryptochromes: Blue light receptors for plants and animals. *Science*, 284(5415), 760–765. <https://doi.org/10.1126/science.284.5415.760>

Centers for Disease Control and Prevention. (2019). *Causes of food poisoning*. Foodborne germs and illnesses. <https://www.cdc.gov/foodsafety/foodborne-germs.html>

Chia, P.-L., & Kubota, C. (2010). End-of-day far-red light quality and dose requirements for tomato rootstock hypocotyl elongation. *HortScience*, 45(10), 1501–1506. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.45.10.1501>

Christie, J. M., & Briggs, W. R. (2001). Blue light sensing in higher plants. *Journal of Biological Chemistry*, 276(15), 11457–11460. <https://doi.org/10.1074/jbc.R100004200>

Christophe, A. (2006). Quantitative contributions of blue light and PAR to the photocontrol of plant morphogenesis in *Trifolium repens* (L.). *Journal of Experimental Botany*, 57(10), 2379–2390. <https://doi.org/10.1093/jxb/erj210>

Cocetta, G., Casciani, D., Bulgari, R., Musante, F., Kolton, A., Rossi, M., & Ferrante, A. (2017). Light use efficiency for vegetables production in protected and indoor environments. *The European Physical Journal Plus*, 132(1), 43. <https://doi.org/10.1140/epjp/i2017-11298-x>

Cosgrove, D. J. (1981). Rapid suppression of growth by blue light. *Plant Physiology*, 67(3), 584–590. <https://doi.org/10.1104/pp.67.3.584>

De Almeida, J., Herrera, A., & Tezara, W. (2019). Phenotypic plasticity to photon flux density of physiological, anatomical and growth traits in a modern Criollo cocoa clone. *Physiologia Plantarum*, 166(3), 821–832. <https://doi.org/10.1111/ppl.12840>

Deitzer, G. F., Hayes, R., & Jabben, M. (1979). Kinetics and time dependence of the effect of far red light on the photoperiodic induction of flowering in wintex barley. *Plant Physiology*, 64(6), 1015–1021.
<https://doi.org/https://doi.org/10.1104/pp.64.6.1015>

Deseret News. (1999). *First greenhouse built in Roman times Emperor craved cucumbers — out of season*.
<https://www.deseret.com/1999/1/3/19425472/first-greenhouse-built-in-roman-times-br-emperor-craved-cucumbers-151-out-of-season>

Drechsler, C. (1930). Some new species of *Pythium*. *Journal of the Washington Academy of Sciences*, 20(16), 398–418.

Electrical4U. (2019). *Fluorescent lamp and working principle of fluorescent lamp*. Electrical 4 U. <https://www.electrical4u.com/fluorescent-lamp-its-working-principle/>

Fang, Z., & Cao, C. (2014). Estimation of forest canopy height over mountainous areas using satellite lidar. *IEEE Journal of Selected Topics in Applied Earth Observations and Remote Sensing*, 7(7), 3157–3166.
<https://doi.org/10.1109/JSTARS.2014.2300145>

Fankhauser, C. (2001). The phytochromes, a family of red/far-red absorbing photoreceptors. *Journal of Biological Chemistry*, 276(15), 11453–11456.
<https://doi.org/10.1074/jbc.R100006200>

FAO. (2011). *The state of the world's land and water resources for food and agriculture (SOLAW) – Managing systems at risk*. Rome and Earthscan.

FAO. (2019). *Extração total de água*. Aquastat.
<http://www.fao.org/nr/water/aquastat/data/glossary/search.html?termId=4253&submitBtn=s&cls=yes>

FAO, IFAD, UNICEF, WFP, & WHO. (2020). *The state of food security and*

nutrition in the world 2020. FAO, IFAD, UNICEF, WFP and WHO.
<https://doi.org/10.4060/ca9692en>

FiberLabs. (n.d.). *Light emitting diode (LED)*. Fiberlabs.Com. Retrieved October 5, 2019, from <https://www.fiberlabs.com/glossary/about-led/>

Fitzpatrick, H. M. (1923). Generic concepts in the pythiaceae and blastocladiaceae. *Mycologia*, 15(4), 166. <https://doi.org/10.2307/3753531>

Fogg, L., Rauhala, R., Satterfield, E., & Scott, E. (1979). *Controlled environment agriculture facility and method for its operation* (Patent No. 4,163,342). United States Patent.

Fowler, S., Roush, R., & Wise, J. (2013). The cellular foundation of life. In *Concepts of Biology* (pp. 117–135). OpenStax College.

Gitelson, I. I., Terskov, I. A., Kovrov, B. G., Lisovskii, G. M., Okladnikov, Y. N., Sid'ko, F. Y., Trubachev, I. N., Shilenko, M. P., Alekseev, S. S., Pan'kova, I. M., & Tirranen, L. S. (1989). Long-term experiments on man's stay in biological life-support system. *Advances in Space Research*, 9(8), 65–71. [https://doi.org/10.1016/0273-1177\(89\)90030-6](https://doi.org/10.1016/0273-1177(89)90030-6)

Goyal, A., Karayekov, E., Galvão, V. C., Ren, H., Casal, J. J., & Fankhauser, C. (2016). Shade promotes phototropism through phytochrome b - controlled auxin production. *Current Biology*, 26(24), 3280–3287. <https://doi.org/10.1016/j.cub.2016.10.001>

GPP. (2020). *Mercados de produção*. Sistema de Informação de Mercados Agrícolas. <http://sima.gpp.pt:8080/sima/default/index?tm=8>

Graham, L. (2013). The semiconductor industry: unheralded and unrewarded russian pioneers. In *Lonely Ideas - Can Russia Compete?* (pp. 62–63). MIT Press books.
<https://books.google.pt/books?id=UciqAAAAQBAJ&pg=PA62&dq=%22oleg>

+losev&redir_esc=y#v=onepage&q=%22oleg losev&f=false

Gyula, P., Schäfer, E., & Nagy, F. (2003). Light perception and signalling in higher plants. *Current Opinion in Plant Biology*, 6(5), 446–452. [https://doi.org/10.1016/S1369-5266\(03\)00082-7](https://doi.org/10.1016/S1369-5266(03)00082-7)

Hansatech. (n.d.). *CL-01 Chlorophyll content system*. John Morris Group. Retrieved November 29, 2020, from <https://www.johnmorrisgroup.com/AU/Results?price=1000-4999.99&brand=Hansatech>

Harris, T., & Fenlon, W. (2002). *How light emitting diodes work*. HowStuffWorks.Com. <https://electronics.howstuffworks.com/led.htm>

Hart, J. W. (1988). Light and plant growth. In *Plant Physiology*. Unwin Hyman.

Hatfield, J. L., Boote, K. J., Kimball, B. A., Ziska, L. H., Izaurralde, R. C., Ort, D., Thomson, A. M., & Wolfe, D. (2011). Climate impacts on agriculture: Implications for crop production. *Agronomy Journal*, 103(2), 351–370. <https://doi.org/10.2134/agronj2010.0303>

Hatfield, Jerry L., & Prueger, J. H. (2015). Temperature extremes: Effect on plant growth and development. *Weather and Climate Extremes*, 10, 4–10. <https://doi.org/10.1016/j.wace.2015.08.001>

Herautbron, V. (2001). Phytochrome mediated effects on leaves of white clover: consequences for light interception by the plant under competition for light. *Annals of Botany*, 88(4), 737–743. <https://doi.org/10.1006/anbo.2001.1510>

History of Lighting. (2019). *History of LEDs - Light emitting diodes*. History of Lighting. <http://www.historyoflighting.net/light-bulb-history/history-of-led/>

Hoagland, D., & Arnon, D. (1938). The water-culture method for growing plants without soil. In *Circular 347* (pp. 1–39). University of California.

<https://sayurankitadotcom.files.wordpress.com/2016/04/the-water-culture-method-for-growing-plants-without-soil.pdf>

Holonyak, N., & Bevacqua, S. F. (1962). Coherent (visible) light emission from Ga(As $1-x$ P x) junctions. *Applied Physics Letters*, 1(4), 82–83. <https://doi.org/10.1063/1.1753706>

Hopkins, W. G., & Huner, N. P. A. (2010). *Introduction to Plant Physiology* (4th ed.). John Wiley & Sons, INC. https://tamimibio.files.wordpress.com/2017/01/hopkins_w-_huner_n-introduction_to_plan.pdf

Horiba. (2016). *Plant factory*. Horiba. https://www.horiba.com/fileadmin/uploads/Affiliates/hor/plant_factory/en/index.html

HSBNoticias. (2018). *¿Por qué el 9 de septiembre el día Mundial de la Agricultura?* HSBNoticias. <https://hsbnoticias.com/noticias/especiales/p/por-que-el-9-de-septiembre-el-dia-mundial-de-la-agricultura-457283>

Inductiveload. (2009). *File: LED, 5mm, green*. Wikimedia.Org. [https://commons.wikimedia.org/wiki/File:LED,_5mm,_green_\(en\).svg](https://commons.wikimedia.org/wiki/File:LED,_5mm,_green_(en).svg)

Jackson, R. B., Le Quéré, C., Andrew, R. M., Canadell, J. G., Korsbakken, J. I., Liu, Z., Peters, G. P., & Zheng, B. (2018). Global energy growth is outpacing decarbonization. *Environmental Research Letters*, 13(12), 1–7. <https://doi.org/10.1088/1748-9326/aaf303>

Jackson, S. D. (2009). Plant responses to photoperiod. *New Phytologist*, 181(3), 517–531. <https://doi.org/10.1111/j.1469-8137.2008.02681.x>

Jensen, M. H. (2002). Controlled environment agriculture in deserts, tropics and temperate regions - a world review. *Acta Horticulturae*, 578(578), 19–25. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.2002.578.1>

- Jensen, R. G., & Bahr, J. T. (1977). Ribulose 1,5-Bisphosphate Carboxylase-Oxygenase. *Annual Review of Plant Physiology*, 28(1), 379–400. <https://doi.org/10.1146/annurev.pp.28.060177.002115>
- Johkan, M., Shoji, K., Goto, F., Hashida, S., & Yoshihara, T. (2010). Blue light-emitting diode light irradiation of seedlings improves seedling quality and growth after transplanting in red leaf lettuce. *HortScience*, 45(12), 1809–1814. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.45.12.1809>
- Kerslake, N., & Shuang, S. (2016). *Asia's the rise of indoor agriculture industry* (Vol. 1, Issue January). http://agfundernews.com/wp-content/uploads/2016/01/The-Rise-of-Asias-Indoor-Agriculture-Industry-White-Paper_FinalProtected.pdf
- Kim, H. (2004). Stomatal conductance of lettuce grown under or exposed to different light qualities. *Annals of Botany*, 94(5), 691–697. <https://doi.org/10.1093/aob/mch192>
- Kimball, B. A. (1973). Simulation of the energy balance of a greenhouse. *Agricultural Meteorology*, 11, 243–260. [https://doi.org/10.1016/0002-1571\(73\)90067-8](https://doi.org/10.1016/0002-1571(73)90067-8)
- Kimball, B. A., Kobayashi, K., & Bindi, M. (2002). Responses of agricultural crops to free-air CO₂ enrichment. In *Advances in Agronomy* (Vol. 77, pp. 293–368). Elsevier Inc. [https://doi.org/10.1016/s0065-2113\(02\)77017-x](https://doi.org/10.1016/s0065-2113(02)77017-x)
- Klein, R. M. (1992). Effects of green light on biological systems. *Biological Reviews*, 67(2), 199–284. <https://doi.org/10.1111/j.1469-185X.1992.tb01019.x>
- Kohyama, F., Whitman, C., & Runkle, E. S. (2014). Comparing flowering responses of long-day plants under incandescent and two commercial light-emitting diode lamps. *HortTechnology*, 24(4), 490–495. <https://doi.org/10.21273/HORTTECH.24.4.490>

- Krizek, D. T. (2004). Influence of PAR and UV-A in determining plant sensitivity and photomorphogenic responses to UV-B radiation. *Photochemistry and Photobiology*, 79(4), 307. <https://doi.org/10.1562/2004-01-27-IR.1>
- Kumar, S., Ananth, S., Santhanam, P., Ahamed, A., & Thajuddin, N. (2019). Effect of photoperiod (PP) and photosynthetic photon flux intensity (PPFI) on nutrients consumption, growth and lipid profile of unusual microalga *Picochlorum maculatum* (PSDK01) in shrimp culture effluent. *Indian Journal of Experimental Biology*, 57, 105–115.
- Lee, H.-J., Park, Y.-J., Ha, J.-H., Baldwin, I. T., & Park, C.-M. (2017). Multiple routes of light signaling during root photomorphogenesis. *Trends in Plant Science*, 22(9), 803–812. <https://doi.org/10.1016/j.tplants.2017.06.009>
- Leroy Merlin. (2020). *Lâmpadas*. Iluminação. <https://www.leroymerlin.pt/Produtos/Iluminacao/Lampadas>
- Leskelä, M., Li, W. M., & Ritala, M. (2001). Electroluminescent phosphors. In *Encyclopedia of Materials: Science and Technology* (pp. 2541–2548). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B0-08-043152-6/00461-7>
- Levison, S. (n.d.). *Light bulb average rated life time hours*. The Lightbulb Company. Retrieved August 17, 2020, from https://www.thelightbulb.co.uk/resources/light_bulb_average_rated_life_time_hours/
- Li, H., Tang, C., Xu, Z., Liu, X., & Han, X. (2012). Effects of different light sources on the growth of non-heading chinese cabbage (*Brassica campestris* L.). *Journal of Agricultural Science*, 4(4). <https://doi.org/10.5539/jas.v4n4p262>
- Li, Q., & Kubota, C. (2009). Effects of supplemental light quality on growth and phytochemicals of baby leaf lettuce. *Environmental and Experimental Botany*, 67(1), 59–64. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2009.06.011>

- Lian, M. L., Murthy, H. N., & Paek, K. Y. (2002). Effects of light emitting diodes (LEDs) on the in vitro induction and growth of bulblets of *Lilium oriental hybrid 'Pesaro.'* *Scientia Horticulturae*, *94*(3–4), 365–370. [https://doi.org/10.1016/S0304-4238\(01\)00385-5](https://doi.org/10.1016/S0304-4238(01)00385-5)
- Liou, K. N. (1980). Chapter 7: Applications of radiative transfer to remote sensing of the atmosphere. In *International Geophysics* (pp. 234–292). [https://doi.org/10.1016/S0074-6142\(08\)60682-8](https://doi.org/10.1016/S0074-6142(08)60682-8)
- Logsdon, S. D., Kaspar, T. C., Meek, D. W., & Prueger, J. H. (2002). Nitrate leaching as influenced by cover crops in large soil monoliths. *Agronomy Journal*, *94*(4), 807–814. <https://doi.org/10.2134/agronj2002.8070>
- Losev, O. V. (1927). Светящийся карборундовый детектор и детектирование с кристаллами (Luminous carborundum detector and detection with crystals). *Телеграфия и Телефония Без Проводов (Wireless Telegraphy and Telephony)*, *5*(44), 485–494.
- Lu, N., Maruo, T., Johkan, M., Hohjo, M., Tsukagoshi, S., Ito, Y., Ichimura, T., & Shinohara, Y. (2012). Effects of supplemental lighting with light-emitting diodes (LEDs) on tomato yield and quality of single-truss tomato plants grown at high planting density. *Environment Control in Biology*, *50*(1), 63–74. <https://doi.org/10.2525/ecb.50.63>
- Ma, T., Ma, J., & Yu, K. (2019). A local feature descriptor based on oriented structure maps with guided filtering for multispectral remote sensing image matching. *Remote Sensing*, *11*(8), 951. <https://doi.org/10.3390/rs11080951>
- Maclsaac, D., Kanner, G., & Anderson, G. (1999). Basic physics of the incandescent lamp (lightbulb). *The Physics Teacher*, *37*(9), 520–525. <https://doi.org/10.1119/1.880392>
- Mangon, H. (1861). Production de la matière verte des feuilles sous l'influence

de la lumière électrique. *Comptes Rendus de l'Académie Des Sciences*, 53, 243–244.

Martin, W., Scheibe, R., & Schnarrenberger, C. (2000). The calvin cycle and its regulation. In R. C. Leegood, T. D. Sharkey, & S. von Caemmerer (Eds.), *Photosynthesis: Physiology and Metabolism* (pp. 9–51). Klumer Academic Publishers. https://doi.org/10.1007/0-306-48137-5_2

Massa, G. D., Kim, H.-H., Wheeler, R. M., & Mitchell, C. A. (2008). Plant productivity in response to LED lighting. *HortScience*, 43(7), 1951–1956. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1951>

McCree, K. J. (1971). The action spectrum, absorptance and quantum yield of photosynthesis in crop plants. *Agricultural Meteorology*, 9, 191–216. [https://doi.org/10.1016/0002-1571\(71\)90022-7](https://doi.org/10.1016/0002-1571(71)90022-7)

Measures, M., Weinberger, P., & Baer, H. (1973). Variability of plant growth within controlled-environment chambers as related to temperature and light distribution. *Canadian Journal of Plant Science*, 53(1), 215–220. <https://doi.org/10.4141/cjps73-038>

Moretti, C., Tao, X., Koehl, L., & Koncar, V. (2016). Electrochromic textile displays for personal communication. In *Smart Textiles and their Applications* (pp. 539–568). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-08-100574-3.00024-2>

Morrow, R. C., & Tibbitts, T. W. (1988). Evidence for Involvement of phytochrome in tumor development on plants. *Plant Physiology*, 88(4), 1110–1114. <https://doi.org/10.1104/pp.88.4.1110>

Mortensen, L.M., & Moe, R. (1983). Growth responses of some greenhouse plants to environment. V. Effect of CO₂, O₂ and light on net photosynthetic rate in *Chrysanthemum morifolium* Ramat. *Scientia Horticulturae*, 19(1–2), 133–140. [https://doi.org/10.1016/0304-4238\(83\)90053-5](https://doi.org/10.1016/0304-4238(83)90053-5)

- Mortensen, Leiv M. (1987). Review: CO₂ enrichment in greenhouses. Crop responses. *Scientia Horticulturae*, 33(1–2), 1–25. [https://doi.org/10.1016/0304-4238\(87\)90028-8](https://doi.org/10.1016/0304-4238(87)90028-8)
- Mortensen, Leiv M, & Ulsaker, R. (1985). Effect of CO₂ concentration and light levels on growth, flowering and photosynthesis of *Begonia x hiemalis* Fotsch. *Scientia Horticulturae*, 27(1–2), 133–141. [https://doi.org/10.1016/0304-4238\(85\)90063-9](https://doi.org/10.1016/0304-4238(85)90063-9)
- Nakamura, S., & Chichibu, S. (2000). Introduction to nitride semiconductor blue lasers and light emitting diodes. In S. Nakamura & S. F. Chichibu (Eds.), *Introduction to Nitride Semiconductor Blue Lasers and Light Emitting Diodes*. CRC Press. <https://doi.org/10.1201/9781482268065>
- Nave, R. (n.d.). *The doping of semiconductors*. HyperPhysics. Retrieved October 4, 2019, from <http://hyperphysics.phy-astr.gsu.edu/hbase/Solids/dope.html>
- Nguyen, Lu, Kagawa, & Takagaki. (2019). Optimization of photosynthetic photon flux density and root-zone temperature for enhancing secondary metabolite accumulation and production of coriander in plant factory. *Agronomy*, 9(5), 224. <https://doi.org/10.3390/agronomy9050224>
- NOAA. (2020). *Global monthly mean CO₂*. Trends in Atmospheric Carbon Dioxide. <https://www.esrl.noaa.gov/gmd/ccgg/trends/global.html#global>
- Okamoto, K., Yanagi, T., & Kondo, S. (1997). Growth and morphogenesis of lettuce seedlings raised under different combinations of red and blue light. *Acta Horticulturae*, 435, 149–158. <https://doi.org/10.17660/ActaHortic.1997.435.14>
- Oliver, B. (2018). *Organic functional groups: halocarbons*. SlidePlayer. <https://slideplayer.com/slide/12712103/>
- OpenStax. (n.d.). *The light-dependent reactions of photosynthesis*. Concepts of

Biology. Retrieved November 26, 2019, from <https://cnx.org/contents/-CmzvUct@11/The-Light-Dependent-Reactions-of-Photosynthesis>

Opti-sciences. (n.d.). OS30p+. Chlorophyll fluorometers. Retrieved November 29, 2020, from <https://www.optisci.com/m/30p.html>

Park, Y., & Runkle, E. S. (2017). Far-red radiation promotes growth of seedlings by increasing leaf expansion and whole-plant net assimilation. *Environmental and Experimental Botany*, 136, 41–49. <https://doi.org/10.1016/j.envexpbot.2016.12.013>

Peixe, A., Ribeiro, H., Pereira, J., Pires, P., & Soares, M. (2017). Análise das potencialidades da iluminação LED para a produção de plantas em ambiente controlado. *Vida Rural*, 40–42. <https://www.vidarural.pt/insights/potencialidades-led-producao-plantas/>

Peixe, A., Ribeiro, H., Ribeiro, A., Soares, M., Machado, R., Rato, A. E., & Coelho, R. (2018). Analysis of growth parameters for crop vegetables under broad and narrow LED spectra and fluorescent light tubes at different PPFs. *Journal of Plant Studies*, 7(1), 47. <https://doi.org/10.5539/jps.v7n1p47>

Peng, H., Sun, X., Weng, W., & Fang, X. (2017). Light emitting based on polymer. In *Polymer Materials for Energy and Electronic Applications* (pp. 243–285). Elsevier. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-811091-1.00007-0>

PGEB. (2016). UFF adquire câmara climática com recurso do PROEXT/2015. Retrieved October 17, 2019, from http://www.pgeb.uff.br/pgeb/index.php/pt_br/noticias/destaques/237-uff-adquire-camara-climatica-com-recursos-do-proext-2015

Pinho, P. (2008). Usage and control of solid-state lighting for plant growth. In *Helsinki University of Technology*. Helsinki University of Technology.

Pisupati, S. (n.d.). *Types of lighting: high-intensity discharge*. E-Education

Institute. Retrieved October 3, 2019, from <https://www.e-education.psu.edu/egee102/node/2048>

Pordata. (2020). *Preços da electricidade para utilizadores domésticos e industriais (PPS)*. Energia. [https://www.pordata.pt/Europa/Preços+da+electricidade+para+utilizadores+domésticos+e+industriais+\(PPS\)-1479-211475](https://www.pordata.pt/Europa/Preços+da+electricidade+para+utilizadores+domésticos+e+industriais+(PPS)-1479-211475)

Prilleux, E. (1926). De l'influence de la lumière artificielle sur la réduction de l'acide carbonique par les plantes. *Comptes Rendus de l'Académie Des Sciences*, 69, 408–412.

Principi, P., & Fioretti, R. (2014). A comparative life cycle assessment of luminaires for general lighting for the office – compact fluorescent (CFL) vs light emitting diode (LED) – a case study. *Journal of Cleaner Production*, 83, 96–107. <https://doi.org/10.1016/j.jclepro.2014.07.031>

Ritchie, G. (2006). Chlorophyll fluorescence: what is it and what do the numbers mean? In *National Proceedings: Forest and Conservation Nursery Associations* (pp. 34–42). U.S. Department of Agriculture, Forest Service, Rocky Mountain Research Station.

Rye, C., Wise, R., Jurukovski, V., DeSaix, J., Choi, J., & Avissar, Y. (2013). Photosynthesis. In *Biology* (pp. 219–231). OpenStax College.

Samuolienė, G., Brazaitytė, A., Sirtautas, R., Viršilė, A., Sakalauskaitė, J., Sakalauskienė, S., & Duchovskis, P. (2013). LED illumination affects bioactive compounds in romaine baby leaf lettuce. *Journal of the Science of Food and Agriculture*, 93(13), 3286–3291. <https://doi.org/10.1002/jsfa.6173>

Schubert, E. F. (1993). Doping in III-V semiconductors. In *Rensselaer Polytechnic Institute*. Cambridge University Press. <https://doi.org/10.1017/CBO9780511599828>

- Schwartz, A., & Zeiger, E. (1984). Metabolic energy for stomatal opening. Roles of photophosphorylation and oxidative phosphorylation. *Planta*, 161(2), 129–136. <https://doi.org/10.1007/BF00395472>
- Seneviratne, S. I., Donat, M. G., Pitman, A. J., Knutti, R., & Wilby, R. L. (2016). Allowable CO₂ emissions based on regional and impact-related climate targets. *Nature*, 529(7587), 477–483. <https://doi.org/10.1038/nature16542>
- Shereen, M. A., Khan, S., Kazmi, A., Bashir, N., & Siddique, R. (2020). COVID-19 infection: Origin, transmission, and characteristics of human coronaviruses. *Journal of Advanced Research*, 24, 91–98. <https://doi.org/10.1016/j.jare.2020.03.005>
- Shinomura, T., Uchida, K., & Furuya, M. (2000). Elementary processes of photoperception by phytochrome A for high-irradiance response of hypocotyl elongation in arabidopsis. *Plant Physiology*, 122(1), 147–156. <https://doi.org/10.1104/pp.122.1.147>
- Smith, H. (1994). Sensing the light environment: the functions of the phytochrome family. In *Photomorphogenesis in Plants* (pp. 377–416). Springer Netherlands. https://doi.org/10.1007/978-94-011-1884-2_15
- Spalding, E. P., & Folta, K. M. (2005). Illuminating topics in plant photobiology. *Plant, Cell and Environment*, 28(1), 39–53. <https://doi.org/10.1111/j.1365-3040.2004.01282.x>
- Steinfeld, J. I., & Pandis, S. N. (2016). Atmospheric chemistry and physics: From air pollution to climate change. In *Wiley* (3^o). John Wiley & Sons, INC.
- Stober, K., Lee, K., Yamada, M., & Pattison, M. (2017). *Energy savings potential of SSL in horticultural applications*.
- Takakura, T., Jordan, K., & Boyd, L. (1971). Dynamic simulation of plant growth and environment in the greenhouse. *Transactions of the ASAE*, 14(5), 964–

971. <https://doi.org/10.13031/2013.38432>

Talbott, L. D., Shmayevich, I. J., Chung, Y., Hammad, J. W., & Zeiger, E. (2003). Blue light and phytochrome-mediated stomatal opening in the npq1 and phot1 phot2 mutants of arabidopsis. *Plant Physiology*, 133(4), 1522–1529. <https://doi.org/10.1104/pp.103.029587>

Taube, C. (2005). *Fluorescent lamps in various embodiments*. Wikipedia. https://en.wikipedia.org/wiki/Fluorescent-lamp_formats#/media/File:Leuchtstofflampen-chtaube050409.jpg

The Editors of Encyclopaedia Britannica. (2015). *Fluorescent lamp*. Encyclopædia Britannica. <https://www.britannica.com/technology/fluorescent-lamp>

Thomson, K. . (2003). World agriculture: towards 2015/2030: an FAO perspective. *Land Use Policy*, 20(4), 375. [https://doi.org/10.1016/S0264-8377\(03\)00047-4](https://doi.org/10.1016/S0264-8377(03)00047-4)

Tian, F. (2016). *Study and optimization of lighting systems for plant growth in a controlled environment* [PhD thesis, Université Paul Sabatier]. <https://tel.archives-ouvertes.fr/tel-01582072>

Ticleanu, C., & Littlefair, P. (2015). A summary of LED lighting impacts on health. *The International Journal of Sustainable Lighting*, 1(1), 5. <https://doi.org/10.17069/ijsl.2015.12.1.1.5>

Toshiba News and Highlights. (2014). *Toshiba plant factory, Clean Room Farm Yokosuka*. YouTube. <https://www.youtube.com/watch?v=sXX0ZdvxJy4>

United Agro Technologies. (2020). *Lamp for plant photosynthesis*. United Agro Technologies. <http://uniagrotech.nl/lamp-for-plant-photosynthesis/>

United Nations. (2019). *World population prospects 2019: Data Booklet*.

- Vermaas, W. (1998). An Introduction to photosynthesis and Its applications. In *The World & I* (pp. 158–165).
- Waide, P. (2010). Phase out of incandescent lamps. In *International Energy Agency*.
- Went, F. W. (1952). The effect of temperature on plant growth. *Annual Revision of Plant Physiology*, 4, 347–362.
- Whatley, F. W., & Arnon, D. I. (1963). Photosynthesis phosphorylation in plants. *Methods in Enzymology*, 6, 308–313.
- Wheeler, R. M. (2008). A historical background of plant lighting: an introduction to the workshop. *HortScience*, 43(7), 1942–1943. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.43.7.1942>
- Whelan, M. (2013). *LEDs and OLEDs*. Edison Tech Center. <https://edisontechcenter.org/LED.html>
- Whelan, M., & DeLair, R. (2013). *The fluorescent lamp*. Edison Tech Center. <http://edisontechcenter.org/Fluorescent.html>
- Yamashita, M., & Yoshimura, M. (2018). Influence of sky conditions on estimation of photosynthetic photon flux density for agricultural ecosystem. *ISPRS - International Archives of the Photogrammetry, Remote Sensing and Spatial Information Sciences*, XLII–3, 2041–2045. <https://doi.org/10.5194/isprs-archives-XLII-3-2041-2018>
- Yan, Z., He, D., Niu, G., & Zhai, H. (2019). Evaluation of growth and quality of hydroponic lettuce at harvest as affected by the light intensity, photoperiod and light quality at seedling stage. *Scientia Horticulturae*, 248, 138–144. <https://doi.org/10.1016/j.scienta.2019.01.002>

Yorio, N. C., Goins, G. D., Kagie, H. R., Wheeler, R. M., & Sager, J. C. (2001). Improving spinach, radish, and lettuce growth under red light-emitting diodes (LEDs) with blue light supplementation. *HortScience*, 36(2), 380–383. <https://doi.org/10.21273/HORTSCI.36.2.380>

Youm, M. (2019). *Egypt builds 1,300 greenhouses as part of the largest greenhouse project in the Middle East*. Egypt Independent. <https://egyptindependent.com/egypt-builds-1300-greenhouses-as-part-of-the-largest-greenhouse-project-in-the-middle-east/>

Zheludev, N. (2007). The life and times of the LED — a 100-year history. *Nature Photonics*, 1(4), 189–192. <https://doi.org/10.1038/nphoton.2007.34>

7. ANEXOS

Anexo 1: Resultados das análises de variância (ANOVA) para os parâmetros produtivo, recolhidos na cultura da alface.

Tabela 2 - Resultado da análise de variância para a variável dependente peso fresco.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Interceção	251901,1	1	251901,1	1287,470	0,00000
Iluminação	15954,6	1	15954,6	81,544	0,00000
Nível de produção	342,5	1	342,5	1,751	0,20073
Iluminação*Nível de produção	5,3	1	5,3	0,027	0,870790
Erro	3913,1	20	195,7		

Tabela 3 - Resultado da análise de variância para a variável dependente peso seco.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Interceção	598,4510	1	598,4510	1163,017	0,000000
Iluminação	14,4290	1	14,4290	28,041	0,000035
Nível de produção	1,1647	1	1,1647	2,263	0,148090
Iluminação*Nível de produção	0,0041	1	0,0041	0,008	0,929468
Erro	10,2914	20	0,5146		

Anexo 2: Resultados das análises de variância (ANOVA) para os parâmetros fisiológicos, recolhidos na cultura da alface.

Tabela 4 - Resultado da análise de variância para a variável dependente eficiência do fotossistema II aos 10 dias de ensaio.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Interceção	14,92788	1	14,92788	26153,90	0,000000
Iluminação	0,02381	1	0,02381	41,72	0,000003
Nível de produção	0,00039	1	0,00039	0,69	0,417015
Iluminação*Nível de produção	0,00002	1	0,00002	0,03	0,859409
Erro	0,01142	20	0,00057		

Tabela 5 - Resultado da análise de variância para a variável dependente eficiência do fotossistema II aos 20 dias de ensaio.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Interceção	15,43128	1	15,43128	121916,1	0,000000
Iluminação	0,00978	1	0,00978	77,3	0,000000
Nível de produção	0,00000	1	0,00000	0,0	0,978558
Iluminação*Nível de produção	0,00007	1	0,00007	0,5	0,470980
Erro	0,00253	20	0,00013		

Tabela 6 - Resultado da análise de variância para a variável dependente eficiência do fotossistema II aos 30 dias de ensaio.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Interceção	15,27292	1	15,27292	68039,05	0,000000
Iluminação	0,00391	1	0,00391	17,44	0,000466

Nível de produção	0,00004	1	0,00004	0,16	0,692009
Iluminação*Nível de produção	0,00048	1	0,00048	2,15	0,158571
Erro	0,00449	20	0,00022		

Tabela 7 - Resultado da análise de variância para a variável dependente taxa de fotossíntese líquida.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Interceção	587,4167	1	587,4167	718,3868	0,000000
Iluminação	9,0221	1	9,0221	11,0337	0,003403
Nível de produção	1,6146	1	1,6146	1,9746	0,175304
Iluminação*Nível de produção	0,0263	1	0,0263	0,0322	0,859382
Erro	16,3538	20	0,8177		

Tabela 8 - Resultado da análise de variância para a variável dependente dióxido de carbono subestomático.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Interceção	4681667	1	4681667	5077,523	0,000000
Iluminação	75264	1	75264	81,628	0,000000
Nível de produção	3290	1	3290	3,568	0,073484
Iluminação*Nível de produção	852	1	852	0,924	0,347883
Erro	18441	20	922		

Tabela 9 - Resultado da análise de variância para a variável dependente teor de clorofilas aos 10 dias de ensaio.

Variável	Análise de variância
----------	----------------------

	SQ	GL	QM	F	P
Intercepção	288,7388	1	288,7388	1991,848	0,000000
Iluminação	0,0027	1	0,0027	0,019	0,892624
Nível de produção	0,0133	1	0,0133	0,092	0,765084
Iluminação*Nível de produção	0,4334	1	0,4334	2,990	0,099212
Erro	2,8992	20	0,1450		

Tabela 10 - Resultado da análise de variância para a variável dependente teor de clorofilas aos 20 dias de ensaio.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Intercepção	345,5601	1	345,5601	1568,993	0,000000
Iluminação	14,2784	1	14,2784	64,830	0,000000
Nível de produção	0,0192	1	0,0192	0,087	0,771002
Iluminação*Nível de produção	0,6075	1	0,6075	2,758	0,112351
Erro	4,4049	20	0,2202		

Tabela 11 - Resultado da análise de variância para a variável dependente teor de clorofilas aos 30 dias de ensaio.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Intercepção	522,3401	1	522,3401	1006,663	0,000000
Iluminação	12,0771	1	12,0771	23,275	0,000103
Nível de produção	0,2532	1	0,2532	0,488	0,492897
Iluminação*Nível de produção	0,1418	1	0,1418	0,273	0,606840
Erro	10,3777	20	0,5189		

Tabela 12 - Resultado da análise de variância para a variável dependente condutância estomática aos 10 dias de ensaio.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Intercepção	2257987	1	2257987	1463,167	0,000000
Iluminação	3813	1	3813	2,471	0,131676
Nível de produção	1313	1	1313	0,851	0,367358
Iluminação*Nível de produção	21	1	21	0,014	0,908095
Erro	30864	20	1543		

Tabela 13 - Resultado da análise de variância para a variável dependente condutância estomática aos 20 dias de ensaio.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Intercepção	4343504	1	4343504	456,6132	0,000000
Iluminação	13067	1	13067	1,3736	0,254960
Nível de produção	1683	1	1683	0,1770	0,678480
Iluminação*Nível de produção	21660	1	21660	2,2770	0,146940
Erro	190249	20	9512		

Tabela 14 - Resultado da análise de variância para a variável dependente condutância estomática aos 30 dias de ensaio.

Variável	Análise de variância				
	SQ	GL	QM	F	P
Intercepção	3462941	1	3462941	398,2069	0,000000
Iluminação	6001	1	6001	0,6900	0,415957
Nível de produção	1073	1	1073	0,1234	0,729023

Iluminação*Nível de produção	19069	1	19069	2,1927	0,154245
Erro	173927	20	8696		