

USO EFICIENTE DEL AGUA DE PLANTAS DE LECHUGA EN RESPUESTA A DIFERENTES LONGITUDES DE ONDA

Barroso García Juan Eduardo (1), Mireles Arriaga Ana Isabel (1), Montero Tavera Victor (2), Ruiz Hernández Jesús (1), Ruiz Nieto Jorge Eric (1)

1 [Ingeniería en Agronomía, Universidad de Guanajuato] | [Dirección de correo electrónico: barroso_gb@hotmail.com]

1 [Departamento de Agronomía, División Ciencia de la Vida, Campus Irapuato-Salamanca, Universidad de Guanajuato] | [Dirección de correo electrónico: jorge.ruiz@ugto.mx]

2 [Campo Experimental Bajío, Instituto de Investigaciones Forestales, Agrícolas y Pecuarias] | [Dirección de correo electrónico: montero.victor@inifap.gob.mx]

Resumen

Las plantas superiores como la lechuga (*Lactuca sativa* L.), no sólo transforman la energía solar en energía química a través la fotosíntesis, sino que también usan la luz como una señal informativa para controlar una multitud de respuestas que modifican el estado fisiológico y de manera muy importante el uso del agua en los tejidos vegetales. Por lo tanto, el manejo preciso de la luz permitirá establecer prácticas para utilizar el agua de manera más eficiente en sistemas confinados de producción. El objetivo del presente estudio fue evaluar el uso eficiente del agua (UEA) de plantas de lechuga en respuesta a diferentes longitudes de onda. Se evaluaron plantas de lechuga al final de su ciclo productivo en seis tratamientos de luz y se evaluaron variables fisiológicas relacionadas con el UEA. La luz roja mejoró el UEA debido a una reducción en las pérdidas de agua por medio de la transpiración y probablemente debido a un incremento de la fotosíntesis. Aunque, las plantas se sometieron por pocos días a los tratamientos de luz, las evidencias indican que mediante el manejo preciso de la luz sería posible establecer prácticas para utilizar de manera más eficiente el agua.

Abstract

Higher plants as lettuce (*Lactuca sativa* L.) not only transform solar energy into chemical energy through photosynthesis, but also use light as an informative signal to control a multitude of responses that modify the physiological state and the way use the water in the plant tissues. Therefore, the precise management of light will allow to stablish practices for using the water more efficiently in confined systems of production. The aim of this study was to evaluate the water-use efficiency (WUE) in lettuce plants in response to different length waves. Lettuce plants were evaluated at the end of their productive cycle under six light treatments and physiological variables related to WUE were evaluated. Red light improved the WUE due to a reduction in water losses by transpiration and likely an increase of the photosynthesis. Although, the plants were submitted for few days to the light treatments, the evidences indicate that through the precise management of light it would be possible to stablish practices to use the water more efficiently.

Palabras Clave | *Lactuca sativa* L.; fisiología; transpiración; clorofila; luz.

INTRODUCCIÓN

Las plantas superiores no sólo transforman la energía solar en energía química a través del proceso de la fotosíntesis, sino que también usan la luz como una señal informativa para controlar una multitud de respuestas [1]. Las plantas son sensibles a la calidad, cantidad, dirección y la duración de la luz, para percibir tal diversidad de condiciones de luz las plantas superiores poseen múltiples sensores. La percepción luminosa de las plantas comienza por los fotorreceptores y en última instancia, conduce a la modulación del transcriptoma y los cambios en el crecimiento y el desarrollo. La cantidad de radiación fotosintéticamente activa y la irradiancia tienen efectos cruciales en los procesos fotosintéticos primarios que se localizan en las membranas tilacoides [2]. Entre las diferentes respuestas que son afectadas por la luz y sus componentes, la transpiración está directamente relacionada con el uso eficiente del agua (UEA). La transpiración es un determinante primario del balance energético de la hoja y del estado hídrico de la planta. Este proceso comprende la evaporación del agua desde las células superficiales en el interior de los espacios intercelulares y su difusión fuera del tejido vegetal principalmente a través de los estomas y en menor medida a través de la cutícula y las lenticelas. Las hojas pierden agua a través de sus estomas como una consecuencia de la actividad fotosintética de las células del mesófilo, inicialmente debió a la luz. Los estomas ejercen el mayor control de corto plazo en las relaciones hídricas de una planta debido a que controlan la salida de agua que ocurre en respuesta a un fuerte gradiente de diferencia de presión de vapor entre el aire y la hoja. Tanto la absorción desde suelo por la raíces como la transpiración por las hojas, ejercen un control primario en la regulación de la conductancia estomática. El flujo de agua a través de la planta responde entonces a dos ambientes distintos. Por un lado, el ambiente aéreo a que está expuesta la hoja y que puede ser definido en términos de radiación, temperatura, diferencia de presión de vapor, contenido de CO₂ y condición de la capa límite. Las raíces comúnmente generan señales de estrés hídrico, las que sumadas a las señales en la conductividad hidráulica del xilema también controlan la pérdida de agua por la hoja. Mucha de la fisiología vegetal se asocia con el estudio del agua, puesto que muchas funciones de la planta están determinadas por las propiedades del agua y los solutos disueltos en ella. Las funciones del agua en las plantas pueden ser agrupadas en: constituyente, solvente, reactante y mantenimiento de la turgencia. El agua representa entre el 80 al 90% del peso fresco de la mayoría de las plantas herbáceas, y sobre el 50% de las plantas leñosas. El agua en la célula vegetal se concentra en vacuola (50-80 % del total) y el resto está en la pared (5-40 %) y el citoplasma (5-10 %). El agua es el principal constituyente del protoplasma, y además se encuentra asociado a la mayoría de los constituyentes del protoplasma. El agua también ocupa un papel importante en la pared celular (50 % del volumen está ocupado por agua) y en los espacios intercelulares. Unas pocas plantas y órganos vegetales son capaces de tolerar la deshidratación sin perder su viabilidad. El agua sirve como solventes para gases, minerales y otros solutos. Disueltos en agua, estos compuestos pueden entrar a la planta y moverse entre los distintos compartimentos. La mayoría de las paredes celulares y las membranas biológicas poseen alta permeabilidad al agua, lo que resulta en una fase líquida relativamente continua que permite el transporte de los solutos hacia distintos puntos de la planta. El agua es el substrato de muchos procesos importantes incluyendo la fotosíntesis y procesos hidrolíticos. El papel del agua como reactante es tan importante como el del CO₂ en la fotosíntesis o el NO₃ en el metabolismo del nitrógeno. Respecto al mantenimiento de la turgencia, la presión ejercida por el agua que entra al protoplasto determina el crecimiento celular. El agua es responsable de mantener la forma de las plantas herbáceas y de los órganos jóvenes poco lignificados en las plantas leñosas. Los cambios de turgencia permiten explicar la apertura y cierre de estomas, y el movimiento de órganos como hojas y flores [3]. Lo anterior, explica la importancia del agua mediada por las respuestas fisiológicas de las plantas que inicialmente comienzan por el estímulo de la luz, a nivel de poblaciones y cultivo los cambios en el estado fisiológico representan para los productores una mayor frecuencia y volumen de los riegos que finalmente tienen un impacto en el nivel productivo y los costos de producción. Respecto a la especie que se estudia en el presente proyecto, la lechuga es nativa de la India y de Asia Central, en América su cultivo se inició en 1565. Ésta especie es la hortaliza más importante del grupo de los vegetales de hoja que se comen crudos. Se puede cultivar durante todo el año, principalmente en lugares fríos, al aire libre, en invernaderos o confinamiento. Éste cultivo exige mucho cuidado, ya que crece con tanta rapidez que en sus cortos ciclos productivos pueden producirse daños irreversibles. En

México, el estado de Guanajuato destina la mayor superficie al cultivo de lechuga con 6,220 ha con una producción de 107,179 t al año [4]. Como justificación de la presente investigación, mediante el manejo preciso de la luz sería posible establecer prácticas que permitan utilizar el agua de manera más eficiente en sistemas confinados de producción de lechuga. El objetivo del presente estudio fue evaluar el uso eficiente del agua de plantas de lechuga en respuesta a diferentes longitudes de onda.

MATERIALES Y METODOS

Ubicación del experimento y material vegetal

El experimento se realizó en el Laboratorio de Fitopatología ubicado en la Ex Hacienda el Copal del Campus Irapuato-Salamanca y un invernadero de la División de Ciencias de la Vida. Se cultivaron plantas con 45 días de desarrollo de la variedad Siskiuoy (Seminis) tipo COS, esta variedad se utilizó porque es ampliamente producida en el Bajío en diferentes sistemas de producción. Las plántulas se trasplantaron a macetas con sustrato tipo turba Peat Moss con 30 % de perlita. Las plantas se mantuvieron en el invernadero por 26 días, utilizando para su nutrición aplicaciones semanales de una solución nutritiva estándar para hortalizas (1.5 g L⁻¹) (Hydro Enviroment) y pH de 6.0.

Tratamientos

Cuando las plantas alcanzaron el final de su ciclo productivo (70 días aproximadamente) se sometieron a cinco tratamientos de luz en una cámara de crecimiento oscura y acondicionada para tales propósitos. Utilizando dos lamparas LED (por sus siglas en Ingles: Light Emiting Diode) de 8 W por tratamiento como se muestra en la Tabla 1, se evaluaron los colores rojo, amarillo, azul y verde. Como control interno en la cámara de crecimiento se utilizó un tratamiento de luz blanca y como control externo un grupo de plantas se mantuvo en el invernadero con luz natural. Las plantas se cultivaron en los tratamientos de luz con un fotoperiodo de 12:12 controlado automáticamente y siete días despues se realizaron las evaluaciones fisiológicas.

Tabla 1. Descripción de los tratamientos de luz.

Color	Longitud de onda (nm)	Iluminancia (lx)	Photo lux ($\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$)
Blanco	400 – 700	1,680	2,352
Rojo	618 – 780	360	504
Amarillo	570 – 581	480	672
Verde	497 – 570	350	490
Azul	427 – 476	40	56
Invernadero	400 – 700	1,680	2,352

Variables evaluadas

Se evaluó la concentración de clorofila A y B (CLA y CLB, $\mu\text{g mL}^{-1}$) siguiendo el método descrito por Dudek *et al.*, (2014) [5], midiendo el rango de absorbancia de 450 a 750 nm, las concentraciones de clorofila A y B se determinaron usando las ecuaciones publicadas por Lichtenthaler (1987) [6], así como, Lichtenthaler y Bushmann (2001) [7]. Se determino el Contenido Relativo de Agua (CRA, %) siguiendo el protocolo propuesto por Bernacchia *et al.*, (1996) [8] utilizando muestras de follaje de 2.25 cm². Mediante un analizador de gases infra rojo (IRGA) LI-6400 PPS (LICOR) se determinó la transpiración (E) expresada como mmol H₂O m⁻² s⁻¹. A partir de la fotosíntesis y la conductancia estomática se determinó el Uso Eficiente del Agua (UEA) intrínseco

expresado como $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$. Cabe mencionar que todas las determinaciones descritas se realizaron utilizando hojas representativas del estado fisiológico de las plantas en cada tratamiento. Los resultados se evaluaron mediante análisis de varianza en un diseño completamente al azar con cinco repeticiones y se realizaron pruebas de separación de medias de tukey (0.05). Los análisis estadísticos se realizaron con el programa estadístico Minitab® 16.2.3.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Los extremos del espectro de radiación fotosintéticamente activa (PAR) corresponde a los 400 (luz azul) y 700 nm (Luz roja), estos espectros son reconocidos por los fitocromos y criptocromos respectivamente, comenzando la transducción de señales que da origen a la síntesis de clorofila a y b entre otros metabolitos (Meisel *et al.*, 2011) [9]. Respecto a la determinación de la concentración de CLA, se identificaron diferencias altamente significativas entre tratamientos ($p < 0.01$), las concentraciones fueron de 6.5, 5.1, 5.0, 4.0, 3.8 y 3.2 mg mL^{-1} para los tratamientos de luz roja, amarilla, blanca, natural, azul y verde respectivamente. En general, las concentraciones de CLB fueron menores que la CLA y altamente significativas entre los tratamientos ($p < 0.01$): natural 1.4, blanco 2.0, rojo 2.7, amarillo 2.2, verde 1.5 y azul 1.6 mg mL^{-1} . La mayor concentración de CLA y B se identificó en el tratamiento de luz roja probablemente a la su intensidad en las condiciones experimentales evaluadas, puesto que, aunque los fotorreceptores en las hojas son sensibles a la luz roja y azul, en nuestros resultados la luz azul no incremento la concentración de ambos tipos de clorofila. Cabe mencionar que, longitudes de onda como las correspondientes a la luz verde solo son reflejadas o transmitidas proporcionando este color a la clorofila (Open, 2013) [10]. Debido a lo anterior en este tratamiento se determinó la menor concentración de ambas clorofilas. La diferencia entre la concentración de clorofila a y b, se deba a que la primera tiene una función única y crucial al convertir la energía de la luz, mientras que la segunda resulta accesoria. El agua cumple una función crucial en la vida de las plantas; para que la fotosíntesis se pueda llevar a cabo se requiere que las plantas obtengan el CO_2 de la atmósfera, pero al mismo tiempo se exponen a una pérdida de agua y por tanto a una amenaza de deshidratación. Por lo tanto, para prevenir la deshidratación, las plantas deben absorber agua por las raíces y transportarla a la parte aérea. Se considera valioso medir la cantidad de agua de acuerdo con los pequeños desequilibrios entre la absorción de agua y la pérdida de agua a la atmósfera causando un déficit hídrico que puede llevar a un mal funcionamiento de muchos procesos celulares. El CRA en cada tratamientos fue de 67.5, 62.8, 61.2, 60.5, 60.4 y 60.1 % para la luz blanca, roja, azul, verde, natural y amarilla respectivamente, aunque debido a la variación en las determinaciones no se identificaron diferencias significativas ($p > 0.05$). La transpiración es la pérdida de agua en forma de vapor por las plantas y es importante medirla pues los estomas responden de diferente manera en cada uno de los tratamientos de luz y dependiendo de ello, puede que haya mayor concentración de clorofila y menor abertura de estomas (transpiración). En la Transpiración (E), el valor de dicha variable para la luz natural (invernadero) fue de 1.467, la luz blanca 1.497, roja 1.427, amarilla 1.527, verde 1.537 y azul 1.487 $\text{mmol H}_2\text{O m}^{-2} \text{ s}^{-1}$. Las diferencias identificadas entre los tratamientos fueron altamente significativas ($p < 0.01$). Los estomas se abren y se cierran en respuesta a la luz, la apertura e intercambio gaseoso se produce a primeras horas de la mañana principalmente por la presencia de la luz. A medida que avanza el día, las plantas transpiran y cuando son incapaces de translocar el agua suficiente desde las raíces para satisfacer las tasas de transpiración, los estomas se cerrarán parcial o totalmente (Reynolds *et al.*, 2012) [11]. Lo anterior puede explicar la reducida E en el tratamiento de luz roja puesto que esta permitió una mayor concentración de clorofila que aprovechara la energía lumínica de manera más eficiente y por lo tanto se pudo haber requerido de una menor apertura estomática dando como resultado una menor pérdida de agua a través de la transpiración. En cambio, en el tratamiento de luz verde la E fue más alta (1.53 $\text{mmol H}_2\text{O m}^{-1} \text{ s}^{-1}$), siendo este tratamiento el presente una menor concentración de clorofila a y b. Al amanecer las plantas abren los estomas sin presentar actividad fotosintética, siendo que la luz verde se refleja o se transmite, la transpiración es más alta puesto que las plantas no son tan eficientes para aprovechar su energía lumínica (Reynolds *et al.*, 2012) [11]. Respecto al Uso Eficiente del Agua intrínseco (UEA), se identificaron diferencias altamente significativas ($p < 0.01$) entre los tratamientos, el valor de esta variable en el invernadero con luz natural fue de 11.30, blanca 17.50, roja 39.40, amarilla 12.80, verde y azul 12.0 $\mu\text{mol CO}_2 \text{ mmol H}_2\text{O}^{-1}$, respectivamente. Según Taiz y Zeiger (2006) [12], en luz roja el UEA es mayor

debido a una alta asimilación más alta de CO₂ a través de una fotosíntesis alta y una baja pérdida de agua por cierre estomático (Tabla 2).

Tabla 2. Resultados y análisis de las variables fisiológicas evaluadas.

Variable	Invernadero	Blanco	Rojo	Amarillo	Verde	Azul
CLA**	4.0 b	5.0 ab	6.5 a	5.1 ab	3.2 b	3.8 b
CLB**	1.4 b	2.0 ab	2.7 a	2.2 ab	1.5 b	1.6 b
CRA	60.4 a	67.5 a	62.8 a	60.1 a	60.5 a	61.2 a
E**	1.46 bc	1.49 ab	1.41 c	1.52 ab	1.53 a	1.48 ab
UEA**	11.3 c	17.5 b	39.4 a	12.8 bc	11.6 c	12.0 c

Clorofila a y b (CLA, CLB, mg mL⁻¹), contenido relativo de agua (CRA, %), transpiración (E, mmol H₂O m⁻² s⁻¹), uso eficiente del agua intrínseco (UEA, μmol CO₂ mmol H₂O m⁻² s⁻¹). Diferencias altamente significativas p<0.01 (**); diferencias significativas p<0.05 (*); diferencias no significativas p>0.05.

CONCLUSIONES

La luz y sus componentes como la longitud de onda son indispensable para el desarrollo de las plantas y su desempeño fisiológico. Las plantas de lechuga presentaron modificaciones fisiológicas en respuesta a los tratamientos de luz; la clorofila es el principal pigmento vegetal sintetizado para utilizar la energía lumínica y nuestros resultados la luz roja incremento la síntesis de clorofila a y b, también las proporciones se modificaron en cada tratamiento. La luz roja mejoró el uso eficiente del agua, debido a una reducción en las pérdidas de agua por medio de la transpiración y probablemente debido a un incremento de la fotosíntesis. Aunque las plantas se sometieron por pocos días a los tratamientos de luz, las evidencias indican que mediante el manejo preciso de la luz sería posible establecer prácticas que permitan utilizar el agua de manera más eficiente en sistemas de producción confinados para especies de importancia agrícola como la lechuga, sin embargo, se requieren más estudios en esta línea de investigación.

REFERENCIAS

- [1] Kami, C., Lorrain, S., Hornitschek, P. & Fankhauser, C. (2010). Chapter two-light-regulated plant growth and development. *Current topics in developmental biology*, 91, 29-66.
- [2] Kosová, K., Vítámvás, P., Prášil, I. T. & Renaut, J. (2011). Plant proteome changes under abiotic stress—contribution of proteomics studies to understanding plant stress response. *Journal of proteomics*, 74(8), 1301-1322.
- [3] Squeo, F.A. & Cardemil L. (2007). Fisiología. Universidad de La Serena, La Serena, Chile (3) 67-84.
- [4] SIAP. (2016). Sistema de Información Agroalimentaria y Pesquera. Secretaría de Agricultura, Ganadería, Desarrollo Rural, Pesca y Alimentación. <http://www.gob.mx/siap/> (Consultado el 16 de julio del 2018).
- [5] Dudek, G., Strzelewicz, A., Krasowska, M., Rybak, A. & Turczyn, R. (2014). A spectrophotometric method for plant pigments determination and herbs classification. *Chemical Papers*, 68(5), 579-583.
- [6] Lichtenthaler, H. K. (1987). Chlorophylls and carotenoids: Pigments of photosynthetic biomembranes. *Methods in Enzymology*, 148C, 350-382.
- [7] Lichtenthaler, H. K. & Buschmann, C. (2001). Chlorophylls and carotenoids: measurement and characterization by UVVIS spectroscopy. In R. E. Wrolstad (Ed.), *Current protocols in food analytical chemistry* (pp. F4-F4.3.8). New York, NY, USA: Wiley.
- [8] Bernacchia, G., Salamini, F. & Bartels, D. (1996). Molecular characterization of the rehydration process in the resurrection plant *Craterostigma plantagineum*. *Plant Physiology*, 111: 1043-1050.
- [9] Meisel, L., Urbina, D. & Pinto, M. (2011). Fotorreceptores y respuestas de plantas a señales lumínicas. En Universidad de La Serena, Fisiología vegetal: 18 (pp. 1-10) La Serena, Chile.
- [10] Open, S. (2012). Las reacciones dependientes de la luz de la fotosíntesis, Universidad de Rice; *Open stax Biology*; 11.
- [11] Reynolds M.P., Pask A.J.D., Mullan D.M. & Chávez-Dulanto P. N. (2012). Fitomejoramiento Fisiológico I; Enfoques interdisciplinarios para mejorar la adaptación del cultivo.
- [13] Taiz L., Zeiger E.2006; Universitat Jaume. Fisiología vegetal; III, 1,581.