

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA  
ANTONIO NARRO**

**DIVISIÓN DE AGRONOMÍA**

**DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA**



Efecto de la Aplicación de Yodo sobre Antioxidantes en Plántulas de *Solanum lycopersicum* L.

Por:

**Paola Catalina Leija Martínez**

**TESIS**

Presentada como Requisito Parcial para  
Obtener el Título de

**Ingeniero Agrónomo en Horticultura**

**Saltillo, Coahuila, México**

**Agosto, 2014**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONO NARRO**  
**DIVISIÓN DE AGRONOMÍA**  
**DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA**

Efecto de la acumulación del yodo sobre antioxidantes en plántulas de *Solanum lycopersicum* L.

Por:  
**Paola Catalina Leija Martínez**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de

**INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA**

**Aprobada**

---

**Dr. Adalberto Benavides Mendoza**  
**Asesor Principal**

---

**QFB. Julia R. Medrano Macías**  
**Coasesor**

---

**Lic. Laura Olivia Fuentes Lara**  
**Coasesor**

---

**Dra. Susana González Morales**  
**Coasesor**

---

**Dr. Leobardo Bañuelos Herrera**  
**Coordinador de la División de Agronomía**

**Saltillo, Coahuila, México**  
**Agosto, 2014**

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONO NARRO  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA  
DEPARTAMENTO DE HORTICULTURA

Efecto de la Aplicación de Yodo sobre Antioxidantes en Plántulas de *Solanum lycopersicum* L.

Por:

**PAOLA CATALINA LEIJA MARTÍNEZ**

TESIS

Presentada como requisito parcial para obtener el título de

**INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA**

Aprobada

Dr. Adalberto Benavides Mendoza  
Asesor Principal

QFB Julia Rosa Medrano Macías  
Coasesor

Lic. Laura Olivia Fuentes Lara  
Coasesor



Dr. Leobardo Bañuelos Herrera  
Coordinador de la División de Agronomía

Saltillo, Coahuila, México.  
Agosto, 2014

## **AGRADECIMIENTOS**

A **Dios**, por haberme permitido terminar esta etapa tan ardua y llena de dificultades, gracias por este logro en el que me demostraste una vez más tu gran fidelidad, tu inmenso amor y tu infinita misericordia.

Quiero extender mi agradecimiento a mi escuela; la **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, por todos los conocimientos que he adquirido, por la gran oportunidad de formarme como profesionista pero sobre todo como una persona de grandes valores.

A la **QFB Julia Medrano Macías**, por creer en mí para la ejecución de éste proyecto, del cual me siento muy orgullosa de haber formado parte, y más aún por su asesoría en el desempeño del mismo, por sus conocimientos brindados, pero sobre todo gracias por su amistad brindada y gran paciencia en todo momento.

Al **Dr. Adalberto Benavides Mendoza**, por su apoyo, atención, consejos y especialmente por haberme impulsado a continuar en el camino de la investigación científica.

A mis padres, **Anastasio Leija** y **Silvia Catalina Martínez**, por siempre creer en mí, por haberme apoyado en cada decisión tomada y por ayudarme a continuar en los momentos difíciles.

A mis hermanos, **Fernando Leija**, **Silvia Leija** y **Jorge Leija**, por su comprensión, apoyo y compañía.

Al cuerpo académico del **departamento de Horticultura**, por todos los conocimientos compartidos, consejos y por cada lección aprendida de ellos, gracias.

A mis compañeros y colegas, **Mónica Lucas, Floriberto Cervantes, Roman Solís Garfias, Gerardo Regalado, Ricardo Alcázar, Leonardo Vázquez, Miriam Gómez, Abigail González, María Monsiváis, Víctor Bañuelos, Daniela Rodríguez, Milton Torres**, y a toda la generación CXVI y CXVII de la carrera Ing. Agrónomo en Horticultura.

A mis grandes amigos, **Paty Rodarte, Aldo Recio, Froskary Peña, Caracolito Colunga, Guillermo Umezawa y Ricardo Gutiérrez**, gracias por su amistad y por motivarme siempre a ser mejor.

## **DEDICATORIA**

A mis padres: **Anastasio Leija Hernández y Silvia Catalina Martínez Salas**

Gracias por brindarme la dicha de traerme al mundo, no encuentro las palabras para agradecerles todo lo que me han dado. A través de este medio quiero expresarles que éste logro es de ustedes, ya que nunca me cansaré de pagarles todo lo que me han dado. Dios no pudo darme mejores padres que ustedes, gracias por ser los mejores padres del mundo.

A mis hermanos: **Fernando Leija, Silvia Leija y Jorge Leija.**

Gracias por su apoyo incondicional el cual contribuyó al logro de este objetivo, gracias por su motivación y por ser parte de mi familia.

## ÍNDICE GENERAL

Resumen .....	1
<b>I. INTRODUCCIÓN .....</b>	<b>2</b>
1.1 Justificación .....	3
1.2 Objetivo general .....	3
1.3 Objetivos específicos .....	3
1. 4 Hipótesis.....	3
<b>II. REVISIÓN DE LITERATURA .....</b>	<b>4</b>
2.1 El Cultivo del Tomate .....	4
2.1.1 Descripción botánica. ....	4
2.1.2 Origen.....	4
2.1.3 Importancia económica. ....	4
2.1.4 Requerimientos edafoclimáticos .....	6
2.1.5 Plagas y enfermedades .....	7
2.1.6 Valor nutritivo .....	8
2.2 Estrés oxidativo y antioxidantes en el cultivo de tomate .....	9
2.2.1 Compuestos fenólicos totales .....	10
2.2.2 Catalasa .....	11
2.2.3 Superóxido dismutasa .....	11
2.3 Generalidades del yodo.....	12
2.4 Presencia del yodo en los tejidos vegetales .....	13
<b>III. MATERIALES Y MÉTODOS .....</b>	<b>15</b>
3.1 Ubicación del experimento .....	15
3.2 Preparación de contenedores y siembra .....	15
3.3 Riego y fertilización.....	15
3.4 Tratamientos .....	16
3.5 Muestreo .....	17
3.6 Variables a evaluar.....	17
3.6.1 Peso seco .....	17
3.6.2 Fenoles totales .....	18
3.7 Extracto proteico .....	19
3.7.1 Proteínas totales.....	19
3.7.2 Catalasa (CAT).....	19
3.7.3 Superóxido dismutasa (SOD).....	20

3.8 Análisis de datos .....	21
<b>IV. RESULTADOS</b> .....	<b>22</b>
4.1 Análisis de varianza de peso seco (PS).....	22
4.2 Análisis de varianza para altura de plántula (ALT). .....	24
4.4 Análisis de varianza de compuestos fenólicos totales (FEN) .....	26
4.5 Análisis de varianza de proteínas totales (PROT) .....	28
4.6 Análisis de varianza de actividad enzimática de catalasa (CAT) .....	30
4.7 Análisis de varianza de superóxido dismutasa (SOD).....	32
<b>V. DISCUSIÓN</b> .....	<b>35</b>
<b>VI. CONCLUSIONES</b> .....	<b>38</b>
<b>VII. LITERATURA REVISADA</b> .....	<b>39</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Valor nutritivo del tomate por 100 g. ....	8
Cuadro 2. Detalle de las concentraciones de la solución nutritiva de Steiner.....	15
Cuadro 3. Descripción de los tratamientos.....	16
Cuadro 4. Detalle de muestra y blanco para análisis de compuestos fenólicos totales..	18
Cuadro 5. Detalle de los componentes de muestras y blanco para el análisis de actividad enzimática de catalasa. ....	20
Cuadro 6. Detalle de cada solución para muestra, blanco 1, blanco 2 y blanco 3. ....	21
Cuadro 7. ANOVA para la variable de PS.....	22
Cuadro 8. ANOVA para la variable de ALT. ....	24
Cuadro 9. ANOVA para la variable de FEN.....	26
Cuadro 10. ANOVA para la variable de PROT. ....	28
Cuadro 11. ANOVA para la variable de CAT. ....	30
Cuadro 12. ANOVA para la variable de SOD .....	32
Cuadro 13. Comparación de medias de los tratamientos evaluados para cada variable.	34

## ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Producción de tomate en México. ....	5
Figura 2 .Estructura química de la flavona. ....	10
Figura 3. Distribución experimental en el invernadero. ....	17
Figura 4. Comportamiento de la variable peso seco en los diferentes tratamientos. ....	22
Figura 5. Detalle de las medias de la variable altura de plántula. ....	24
Figura 6. Detalle de las medias de la variable compuestos fenólicos totales. ....	26
Figura 7. Valores de medias de los diferentes tratamientos en la variable de contenido de proteínas totales. ....	28
Figura 8. Media de la actividad enzimática de catalasa (CAT) para cada tratamiento. ....	30
Figura 9. Promedio de la actividad enzimática de superóxido dismutasa (SOD) en los diferentes tratamientos. ....	32

## **Resumen**

Está bien documentado que el yodo es un elemento esencial en mamíferos, sin embargo su esencialidad aún no ha sido establecida para plantas, aunque muchos estudios han demostrado que la aplicación de yodo a vegetales influye en la capacidad antioxidante, participando en el metabolismo oxidativo de la planta. Las especies reactivas de oxígeno (EROS) son formadas de manera natural como subproducto del metabolismo del oxígeno y tienen un importante papel en la señalización celular. Sin embargo, en épocas de estrés ambiental sus niveles pueden aumentar de gran manera, lo cual puede resultar en daños significativos a las estructuras celulares. Esto lleva en una situación conocida como estrés oxidativo. Se puede reducir la acción de los EROS por medio de antioxidantes enzimáticos tales como: catalasa (CAT) y superóxido dismutasa (SOD). Diversos trabajos de investigación indican que la presencia de yodo en los tejidos vegetales está relacionada con el balance redox, lo cual aporta un incremento en la tolerancia a algunos factores ambientales que inducen estrés. En el presente trabajo de investigación, se realizó la aplicación de yodo por aspersión foliar y directo al sustrato en forma de yoduro y yodato de potasio, a una concentración de  $10^{-4}$  M y  $10^{-6}$  M, con frecuencias de aplicación diaria y cada quince días, en plántulas de tomate var. Río Grande. Se analizó la relación entre los diferentes tratamientos con yodo y el crecimiento de la plántula, obteniendo como resultado un incremento en la altura, así como en el peso seco. También se analizó la respuesta en el balance redox por medio de la cuantificación antioxidantes enzimáticos evidenciando que la actividad superóxido dismutasa disminuyó mientras que en la actividad catalasa no se observaron alteraciones. En antioxidantes no enzimáticos, los compuestos fenólicos totales y las proteínas no se mostraron afectados por los tratamientos.

Palabras clave: **tomate, yodo, antioxidante, catalasa, superóxido dismutasa, fenoles.**

## I. INTRODUCCIÓN

El yodo es un micronutriente esencial para humanos (Delange, 1994). El contenido de yodo en los alimentos depende del contenido de yodo en el suelo donde son cultivados, puesto que el yodo está distribuido irregularmente en la corteza terrestre, existen variaciones en el contenido de yodo en alimentos en diferentes locaciones geográficas (Fuge & Johnson, 1986; Koutras *et al.*, 1985). Durante los últimos años se ha buscado la fortificación con yodo en los cultivos hortícolas a pesar de que no es un elemento esencial para las plantas, pues no se tiene conocimiento de su participación directa en el metabolismo, sin embargo, está relacionado con un incremento en la capacidad de tolerancia de los organismos frente al estrés oxidativo esto se comprobó mediante la relación entre un cambio en el metabolismo oxidativo con la captación del yodo en algas, las cuales son los seres vivos capaces de llevar a cabo la mayor acumulación de yodo (Ventury & Ventury, 2007). Varios trabajos (Blasco, *et al.*, 2010, Dai *et al.*, 2009, Zhu *et al.*) han determinado al yodo como el primer antioxidante inorgánico en los sistemas biológicos, pero en plantas terrestres no se sabe de qué manera acumulan el yodo, en donde lo almacenan y basados en las evidencias ya establecidas del metabolismo oxidativo del yodo en algas se buscara probar que una reacción análoga suceda en plántulas de tomate. No se conoce una función metabólica del yodo en plantas (Benton-Jones, 1998) pero el proceso de biofortificación de yodo en vegetales ha demostrado influencia en la capacidad antioxidante en plantas de lechuga, sugiriendo que el metabolismo oxidativo de la planta está siendo afectado (Blasco, *et al.*, 2010). Se ha demostrado que la respuesta oxidativa al estrés es variable dependiendo de la forma de yodo aplicada; las aplicaciones de yodo en plantas de lechuga producen una reducción en la actividad de superóxido dismutasa (SOD) y un incremento en la catalasa (CAT). (Blasco, *et al.*, 2010). Esta faceta del uso del yodo no ha sido investigada ni aplicada en la práctica agrícola.

## **1.1 Justificación**

A pesar de que el yodo no es un elemento esencial para las plantas, se tiene evidencia de su efecto benéfico elevando la capacidad de tolerancia de las plantas frente al estrés oxidativo, promoviendo un incremento en la capacidad antioxidante, tanto enzimática como no enzimática. En el presente trabajo de investigación se busca incrementar el contenido de antioxidantes enzimáticos y no enzimáticos en plántulas de *Solanum lycopersicum* L. a través de la aplicación de yodo en forma de yoduro y yodato.

## **1.2 Objetivo general**

1. Determinar el efecto de la aplicación de yodo en la concentración de antioxidantes enzimáticos y no enzimáticos en hojas de plántulas de *Solanum lycopersicum* L.

## **1.3 Objetivos específicos**

1. Evaluar la relación entre la aplicación de tratamientos con yodo y actividad de antioxidantes enzimáticos en hojas de plántulas de *Solanum lycopersicum* L.
2. Evaluar la relación entre la aplicación de tratamientos con yodo y antioxidantes no enzimáticos en hojas de plántulas de *Solanum lycopersicum* L.
3. Evaluar la relación entre la aplicación de tratamientos con yodo y el peso seco y la altura de plántula.

## **1.4 Hipótesis**

La aplicación de yodo a las plántulas en el sustrato y vía foliar incrementa la capacidad antioxidante, tanto la enzimática como no enzimática, confiriéndole una mayor resistencia al estrés oxidativo.

## **II. REVISIÓN DE LITERATURA**

### **2.1 El Cultivo del Tomate**

#### **2.1.1 Descripción botánica.**

Es una hortaliza perteneciente a la familia de las Solanáceas, constituida por un tallo principal largo con ramificaciones. Posee hojas alternas de 15 a 45 cm de longitud. Los tallos y las hojas son de color verde y ásperas al tacto, expelen un olor característico. Las flores son de color amarillo y se agrupan en racimos de tres a siete de ellas, en cimas insertadas en el tallo principal. Se propaga por semillas. Por tener un tallo poco rígido, se tiene que sembrar como enredadera con un tutor. La densidad promedio es de 15000 plantas a 20000 plantas por hectárea. La cosecha se inicia entre 90 y 120 días después de la siembra. Crece en lugares calientes y frescos (20°C y 23°C) y una intensidad luminosa alta. Se siembra preferiblemente en suelos profundos con buen drenaje y ligeramente ácidos. El fruto es una baya de pulpa tierna predominantemente alcalina debido a su contenido mineral. Es de color rojo, rosado, amarillo o verde (rojo más común) y de forma redonda, achatada o alargada. Presenta varios tamaños dependiendo de su variedad (Galvis & Herrera, 1995).

#### **2.1.2 Origen.**

Es un cultivo originario de la América del Sur, de la región andina, particularmente de Perú, Ecuador, Bolivia y Chile. Sin embargo, su domesticación fue llevada a cabo en México (SAGARPA, 2010).

#### **2.1.3 Importancia económica.**

En la República Mexicana, se produce tomate durante todo el año. En el análisis temporal, durante los primeros meses del año, es cuando se genera el tope de producción

nacional, en el estado de Sinaloa, que abastece al mercado nacional y la mitad del norteamericano. Por otro lado, durante el verano, la producción de los estados del centro y de Baja California, es la que abastecen la demanda interna y de exportación. Finalmente, en los meses de agosto a diciembre, son otras entidades las que cubren la producción (Benítez, 2008).

Aunque es un cultivo que se produce todo el año, es en los primeros meses del mismo en que se concentra su producción, principalmente en los meses de enero, febrero y marzo. Por otro lado, su mínimo nivel lo tiene durante el verano, en los meses de junio y julio, presentando un ligero incremento hacia finales del año (Del Busto, 2005).



*Figura 1. Producción de tomate en México.*

#### 2.1.4 Requerimientos edafoclimáticos

**Temperatura.** La temperatura óptima de desarrollo oscila entre 20 y 30°C durante el día y entre 1 y 17°C durante la noche; temperaturas superiores a los 30-35°C afectan la fructificación, por mal desarrollo de óvulos y al desarrollo de la planta en general y del sistema radicular en particular. Temperaturas inferiores a 12-15°C también originan problemas en el desarrollo de la planta. A temperaturas superiores a 25°C e inferiores a 12°C la fecundación es defectuosa o nula. La maduración del fruto está muy influida por la temperatura en lo referente tanto a la precocidad como a la coloración, de forma que valores cercanos a los 10°C así como superiores a los 30°C originan tonalidades amarillentas. No obstante, los valores de temperatura descritos son meramente indicativos, debiendo tener en cuenta las interacciones de la temperatura con el resto de los parámetros climáticos (Benítez, 2008).

**Humedad.** La humedad relativa óptima oscila entre un 60% y un 80%. Humedades relativas muy elevadas favorecen el desarrollo de enfermedades aéreas y el agrietamiento del fruto y dificultan la fecundación, debido a que el polen se compacta, abortando parte de las flores. El rajado del fruto igualmente puede tener su origen en un exceso de humedad edáfica o riego abundante tras un período de estrés hídrico. También una humedad relativa baja dificulta la fijación del polen al estigma de la flor (Del Busto, 2005).

**Luminosidad.** Niveles de radiación diaria alrededor de 0.85 megajoules por metro cuadrado, son los mínimos para la floración y cuajado (Benítez, 2008).

**Suelo.** La planta de tomate no es muy exigente en cuanto a suelos, excepto en lo que se refiere al drenaje, aunque prefiere suelos sueltos de textura silíceo-arcillosa y ricos en materia orgánica. No obstante se desarrolla perfectamente en suelos arcillosos enarenados.

En cuanto al pH, los suelos pueden ser desde ligeramente ácidos hasta ligeramente alcalinos cuando están enarenados. Es la especie cultivada en invernadero que mejor tolera las condiciones de salinidad tanto del suelo como del agua de riego (SAGARPA, 2010).

### 2.1.5 Plagas y enfermedades

Las plagas más comunes son:

- *Mosca blanca*. Transmite el virus del rizado amarillo del tomate conocido como “virus de la cuchara”.
- *Trips*. Transmite el virus del bronceado del tomate.
- *Pulgón*. Forman colonias y se distribuyen mediante las hembras aladas, principalmente en primavera y otoño.
- *Minadores de hoja*. Sus larvas se desarrollan dentro de la hoja, ocasionando las galerías o minas.
- *Polilla del tomate*. Ataca a los brotes y los frutos.
- *Araña Roja*. Son ácaros que producen manchas amarillentas en las hojas.

Las más comunes enfermedades:

- *Oidiopsis*. Son manchas amarillas que secan la hoja y la desprenden.
- *Podredumbre gris*. Produce lesiones pardas en hojas y flores. Los frutos se ponen blandos y grises.
- *Mildiu*. Aparecen manchas irregulares y aceitosas en las hojas, en el tallo son manchas pardas que lo circundan. También ataca los frutos inmaduros.
- *Fusarium oxysporum*. Comienza con la caída de las hojas superiores. Las inferiores amarillean y terminan por morirse. En un corte transversal del tallo, se observa un oscurecimiento de los vasos (Del Busto, 2005).

### 2.1.6 Valor nutritivo

La amplia aceptación y preferencia del tomate se debe a sus cualidades gustativas, a la posibilidad de su amplio uso en estado fresco, elaborado en múltiples formas y su relativo aporte de vitaminas y minerales (Ocegeda, 2004).

**Cuadro 1. Valor nutritivo del tomate por 100 g.**

<b>Compuesto</b>	<b>Cantidad</b>
<b>Calorías</b>	21
<b>Agua</b>	94.3 ml
<b>Carbohidratos</b>	3.3 g
<b>Grasas</b>	0.1 g
<b>Proteína</b>	0.9 g
<b>Fibra</b>	0.8 g
<b>Cenizas</b>	0.6 g
<b>Sodio</b>	9 mg
<b>Calcio</b>	7 mg
<b>Fósforo</b>	19 mg
<b>Hierro</b>	0.7 mg
<b>Vitamina A</b>	1100 U.I.
<b>Tiamina</b>	0.05 mg
<b>Riboflavina</b>	0.02 mg
<b>Niacina</b>	0.6 mg
<b>Ácido ascórbico</b>	20 mg

## 2.2 Estrés oxidativo y antioxidantes en el cultivo de tomate

En organismos que poseen un metabolismo energético basado en reacciones de oxidación-reducción, la formación de EROS es un proceso normal, inevitable y constante puesto que son producto de muchas reacciones químicas imprescindibles para la vida celular (Mano, 2002). A pesar de esto, son especies químicas altamente reactivas con poder oxidante que pueden dañar diversos componentes celulares como lípidos, proteínas y ácidos nucleicos (Sies, 1993, Halliwell, 1999). Las EROS, pueden dar lugar a reacciones de oxidación indeseadas, contra las cuales los organismos han tenido que desarrollar defensas antioxidantes (Halliwell, 1999), por lo tanto, cuando se produce un desequilibrio entre el balance EROS y las defensas antioxidantes es cuando tiene lugar el daño a los tejidos y estrés oxidativo (Sies, 1993).

Esta alteración bioquímica se manifiesta como un incremento en la tasa de producción de EROS que puede conducir a la destrucción de los sistemas celulares. Por lo tanto, el incremento en la capacidad de eliminación de éstas EROS por parte de la planta se considera como síntoma de tolerancia, mientras que la ausencia de respuesta o una disminución respecto de los valores de control se considera síntoma de sensibilidad (Hernández *et al.*, 2000). El mantenimiento de EROS a un nivel compatible con el funcionamiento normal se lleva a cabo por diversas actividades enzimáticas en combinación con otras moléculas de carácter no proteico con capacidad antioxidante. Asimismo, frente a situaciones de estrés oxidativo, las células dirigen su funcionamiento hacia la detención de su crecimiento, la apoptosis o necrosis (Sies, 1993).

Los antioxidantes son compuestos capaces de inhibir o retardar la oxidación, mediante la “captación” de radicales libres; también estabilizan hidroperóxidos o inactivan el oxígeno singlete. Los frutos de tomate han sido considerados una fuente importante de

nutricionales (vitaminas A, C y E) y fitoquímicos no nutritivos (licopeno, flavonoides, flavonas y compuestos fenólicos totales), cuyo consumo está relacionado con su potencial antimutagénico y propiedades anticancerígenas (Luna & Delgado, 2014).

Las condiciones ambientales durante el cultivo como: intensidad de luz, pH del suelo, frecuencia de riego, tipo de fertilización, pueden afectar la composición química del fruto. Asimismo, durante la maduración del tomate, se inducen varios cambios metabólicos relacionados con la biosíntesis de compuestos, incluyendo el licopeno y otros carotenoides. También se ha demostrado que ciertas operaciones de manejo post cosecha y procesamiento del tomate (cortado, empacado y almacenado) pueden alterar la concentración de micronutrientes (vitaminas y minerales) y de compuestos antioxidantes (Luna & Delgado, 2014).

### 2.2.1 Compuestos fenólicos totales

Los antioxidantes abarcan un vasto número de sustancias con estructuras químicas y mecanismos de acción muy variados, los cuales pueden inhibir o retardar la oxidación de dos formas: captando radicales libres, en cuyo caso se denominan antioxidantes primarios, o por mecanismos que no estén relacionados con la captación de radicales libres, en cuyo caso se conocen como antioxidantes secundarios. Los antioxidantes primarios incluyen compuestos fenólicos, y se destruyen durante el período de inducción (Shindo *et al*, 1994).

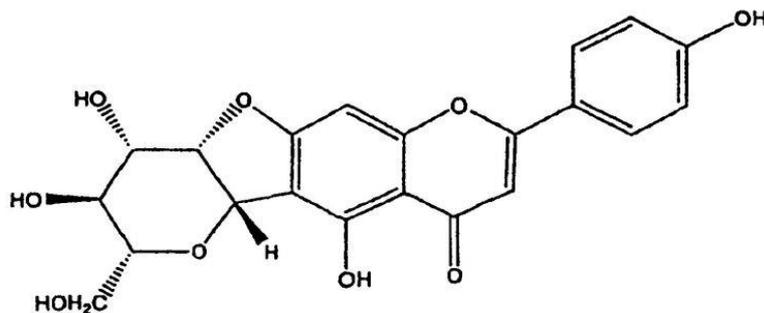


Figura 2 .Estructura química de la flavona.

Los compuestos fenólicos y polifenólicos, entre los que se destacan los bioflavonoides, son considerados antioxidantes no nutrientes. Tienen como estructura fundamental la flavona. Estos reducen la fragilidad y/o permeabilidad capilar, manteniendo la integridad vascular. Además pueden quelar iones metálicos evitando que estos actúen como catalizadores en las reacciones de formación de radicales libres (Gordon, 2001).

### **2.2.2 Catalasa**

La catalasa es una enzima con actividad peroxidasa presente en casi todas las células aeróbicas, se encarga de detoxificar el  $H_2O_2$  convirtiéndolo en agua y oxígeno, sin utilizar ningún co-factor como fuente de electrones. Esta ventaja energética frente a otras peroxidases es contrarrestada por la baja afinidad de la enzima por el  $H_2O_2$  (Perl-Treves & Perl, 2002).

La enzima catalasa solo es activa a altas concentraciones de  $H_2O_2$ , situación que se da en los peroxisomas y glioxisomas, donde existen distintas isoformas de la enzima (Kuk *et al.*, 2003). Es especialmente abundante en los peroxisomas, donde tiene lugar la fotorrespiración (Engel *et al.*, 2006). La función de la catalasa sería eliminar todo el exceso de  $H_2O_2$  antes de que se difunda hacia el citoplasma y pueda reaccionar con otras biomoléculas. Se han encontrado isoformas de esta encima en el citosol y en las mitocondrias, pero su presencia no ha podido ser constatada en los cloroplastos (Perl-Treves & Perl, 2002).

### **2.2.3 Superóxido dismutasa**

La superóxido dismutasa representa la primera línea de defensa de las células frente al estrés oxidativo. Cataliza la conversión de los radicales anión superóxido en peróxido de hidrógeno y oxígeno.

La actividad SOD ha sido detectada en una amplia variedad de seres vivos, desde bacterias a humanos, implicada como defensa esencial frente a la toxicidad potencial del oxígeno. Cualquier célula que utilice el oxígeno tiene el potencial de producir aniónsuperóxido y, por tanto, debe contener alguna forma de superóxido dismutasa (Fridovich, 1974). Las superóxido dismutasas constituyen una familia de metaloenzimas que se clasifican en cuatro grupos según el metal que actúe de cofactor: FeSOD, MnSOD, CuZnSOD y NiSOD (Lynch & Kuramitsu, 2000).

### **2.3 Generalidades del yodo**

El yodo es un elemento de número atómico 53 y peso atómico de 126.90, es un halógeno y está ampliamente distribuido en la biósfera (Edmonds & Morita, 1998). La concentración de yodo disponible en el suelo está en función del material madre del suelo (Aston & Brazier *et al.*, 2003) y la distancia al mar. Tanto en los lechos oceánicos como en el suelo el yodo es volatilizado por microorganismos (Amachi *et al.*, 2001) y plantas. La relación entre la geoquímica del yodo en roca, suelo, agua, mar y atmósfera está relacionado con la incidencia de déficit de yodo en suelos cultivados (Hong, *et al.*, 2008). El viento también es un factor involucrado al movilizar aerosoles marinos hacia las zonas terrestres, pero su efecto es limitado por la topografía. Las zonas montañosas, los valles y las planicies del interior de los continentes muestran bajas concentraciones de yodo que históricamente se asocian con deficiencias de yodo en humanos (Aston & Brazier, 1979). Según las características del suelo, la disponibilidad y absorción del yodo del suelo está en función de la materia orgánica: a mayor cantidad de materia orgánica en el suelo ocurre mayor absorción del yodo por las plantas, sobre todo cuando este se encuentra en forma de yodato ( $\text{IO}_3^-$ ) (Seki *et al.*, 1984). Existe una relación negativa entre el contenido de arcillas del suelo y la absorción de yodo por las plantas y que el pH del suelo no parece ejercer efecto alguno en el intervalo de 5.4 a 7.6 (Shinonaga *et al.*, 2001). Diversos esfuerzos se llevan a

cabo para añadir yodo en plantas terrestres (sobre todo en plantas medicinales y hortalizas) para darles mayor valor terapéutico o alimenticio (Cui *et al.*, 2003). La aplicación de yodo como yodato de potasio en el agua de riego ( $10-80 \mu\text{g L}^{-1}$  por cuatro semanas) fue efectiva durante cuatro años para elevar la concentración de yodo en suelos y plantas en regiones de China con severa deficiencia de yodo (Jiang *et al.*, 1998).

## **2.4 Presencia del yodo en los tejidos vegetales**

Las plantas producen bajos niveles de especies reactivas al oxígeno (EROS) las cuales forman parte del metabolismo celular; sin embargo, diferentes tipos de estrés pueden producir una sobreexpresión de EROS los cuales pueden dañar las macromoléculas esenciales para el crecimiento y desarrollo de la planta (Mittler, 2002).

No se conoce una función metabólica del yodo en plantas (Benton-Jones, 1998) pero el proceso de biofortificación de yodo en vegetales ha demostrado influencia en la capacidad antioxidante en plantas de lechuga, sugiriendo que el metabolismo oxidativo de la planta está siendo afectado. Se ha demostrado que la respuesta oxidativa al estrés es variable dependiendo de la forma de yodo aplicada. Las aplicaciones de yodo en plantas de lechuga producen una reducción en la actividad de superóxido dismutasa (SOD) y un incremento en la catalasa (CAT) (Blasco, *et al.*, 2010).

Algunos resultados previos han mostrado que incrementando las aplicaciones de yodo al suelo se puede realzar la acumulación de yodo en órganos comestibles (Yuita, 1992). Sin embargo, el yodo de forma excesiva en el suelo puede ser tóxico para las plantas. La toxicidad del yodo para la planta puede ser causada por la oxidación intracelular de  $\text{I}^-$  a  $\text{I}_2$ , teniendo como resultado la inhibición del proceso fotosintético (Borst & Pauwels, 1961). Además, la acumulación de yodo por las plantas está controlada por muchos factores (i.e. diferencias genéticas y factores ambientales) y depende las cantidades y formas de yodo

presentes en la superficie de la raíz (Mackowiak & Grossl, 1999). Ambas formas de yodo, yodato ( $\text{IO}_3$ ) y yoduro ( $\text{I}^-$ ) pueden coexistir en el suelo (Nestel *et al.*, 2006), así, es importante que los estudios de disponibilidad consideren ambas formas del yodo en suelos. Algunos estudios han demostrado que las plantas pueden tolerar más a los niveles de yodato que de yoduro y que muy bajas concentraciones de yodo ( $0.02\text{-}0.2 \text{ mg kg}^{-1}$ ) sin importar la forma, es benéfico para varias plantas de cultivo, sobretodo de halófitas (White & Broadley, 2009).

Aparentemente, para elevar la concentración de yodo en el suelo y así enriquecer los cultivos comestibles usando fertilizantes, es una estrategia atractiva para el suplemento de este elemento, aumentando la capacidad antioxidante del cultivo (Dai *et al.*, 2009). Sin embargo, el campo de investigación no ha sido muy explorado y los procesos de absorción y acumulación de yodo exógeno es prácticamente desconocido (Hong *et al.*, 2009).

### III. MATERIALES Y MÉTODOS

#### 3.1 Ubicación del experimento

El experimento se ubicó en la ciudad de Saltillo, Coahuila, en una latitud de 25,21° Norte y una longitud de 101,02° Oeste. Según el sistema de clasificación de climas de Köppen, modificado por Enriqueta García, en la zona de estudio se presentan un clima BSh, semiseco templado con lluvias escasas todo el año hacia la zona sur, donde el porcentaje de precipitación invernal es mayor del 18%.

#### 3.2 Preparación de contenedores y siembra

Para establecer el experimento se realizó la siembra de semillas de *Solanum lycopersicum* var. Rio Grande. Se utilizó sustrato *peat moss* con 20% de perlita previamente hidratado a capacidad de campo, en contenedores individuales de poliestireno expandido (EPS) de 355 ml, para facilitar la aplicación de los diferentes tratamientos. Se colocó la semilla a una profundidad de 0.5 cm.

#### 3.3 Riego y fertilización

El riego se llevó a cabo de forma manual dirigido al sustrato. Se aplicó como fertilización la solución nutritiva de Steiner (Steiner, 1964) comprendiendo las concentraciones indicadas en el Cuadro 2, a su vez diluida al 20%.

**Cuadro 2. Detalle de las concentraciones de la solución nutritiva de Steiner.**

<b>Macronutrientes</b>	<b>Miliequivalentes/L</b>
<b>KH<sub>2</sub>PO<sub>4</sub></b>	1
<b>MgSO<sub>4</sub> .7H<sub>2</sub>O</b>	4
<b>Ca(NO<sub>3</sub>)<sub>2</sub>.4H<sub>2</sub>O</b>	9
<b>KNO<sub>3</sub></b>	12
<b>K<sub>2</sub>SO<sub>4</sub></b>	7
<b><u>Micronutrientes</u></b>	
<b>HBO<sub>3</sub></b>	0.5

MnSO <sub>4</sub>	0.7
ZnSO <sub>4</sub>	0.09
CuSO <sub>4</sub>	0.02
NaMoO <sub>4</sub>	0.04
Fe quelado	3

### 3.4 Tratamientos

Se aplicó el yodo en forma de yoduro (KI) y yodato de potasio (KIO<sub>3</sub>) con aspersiones foliares mediante el uso de atomizador y al sustrato en la solución nutritiva mediante el riego a una concentración de 10<sup>-4</sup> M y 10<sup>-6</sup> M (Cuadro 3) y se acomodaron las unidades experimentales como se ilustra en la Figura 3.

**Cuadro 3. Descripción de los tratamientos.**

Modo de aplicación	Concentración molar de yodo	mg L <sup>-1</sup> de yodo	Frecuencia de aplicación
Foliar	1x10 <sup>-4</sup>	12.69	Diario
Al sustrato	1x10 <sup>-4</sup>	12.69	Diario
Foliar	1x10 <sup>-4</sup>	12.69	Cada 15 días
Al sustrato	1x10 <sup>-4</sup>	12.69	Cada 15 días
Foliar	1x10 <sup>-6</sup>	0.1269	Diario
Al sustrato	1x10 <sup>-6</sup>	0.1269	Diario
Foliar	1x10 <sup>-6</sup>	0.1269	Cada 15 días
Al sustrato	1x10 <sup>-6</sup>	0.1269	Cada 15 días

## Distribución de las unidades experimentales dentro del invernadero.

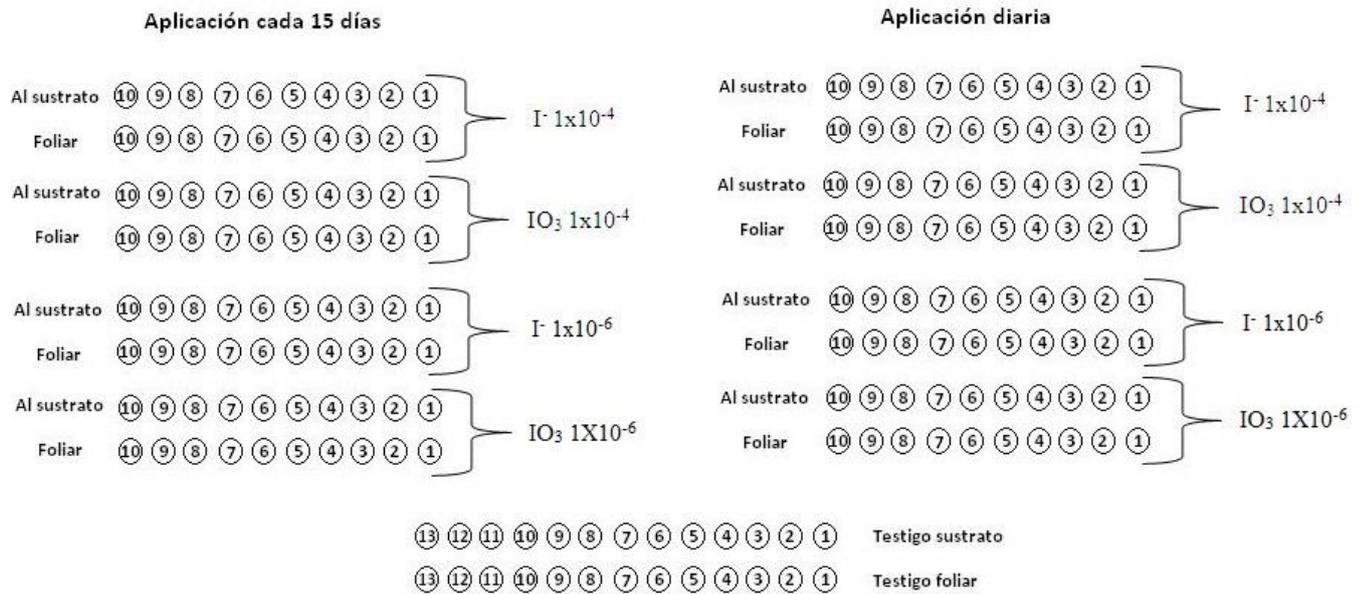


Figura 3. Distribución experimental en el invernadero.

### 3.5 Muestreo

Bajo un muestreo completamente al azar se tomaron 3 plántulas a los 30 DDS, por cada forma de aplicación del yoduro y del yodato y por cada concentración para el análisis de las variables bioquímicas, así como también se analizaron 5 plántulas de 30 DDS por cada forma de aplicación de riego a las plantas testigo, para las variables agronómicas.

### 3.6 Variables a evaluar

Se evaluaron las variables de peso seco, altura de plántula, compuestos fenólicos totales, proteínas totales, actividad catalasa (CAT) y actividad superóxido dismutasa (SOD).

#### 3.6.1 Peso seco

Se realizó un muestreo único destructivo a los 30 DDS, en el cual se destinaron 5 plántulas de cada tratamiento y testigos para el análisis de acumulación de peso seco. Las plántulas fueron divididas por órganos; tallo, raíz y hojas, se pesaron utilizando una balanza digital marca *OHAUS*® y se registró el peso fresco. Posteriormente se

colocaron en un horno de secado por 24 horas a una temperatura de 80°C, una vez que perdieron toda la humedad se volvieron a pesar para registrar el peso seco. El peso seco de la plántula se obtuvo de la sumatoria del peso seco de cada órgano.

### 3.6.2 Fenoles totales

Para la extracción de compuestos fenólicos totales se tomaron 200 mg de muestra liofilizada y macerada y se le agregó 1 ml de solución agua-acetona 1:1, se centrifugó a 10000 rpm a 4°C durante 10 min y se extrajo el sobrenadante para iniciar la reacción; utilizando el reactivo Folin-Ciocalteu (Rivero *et al.*, 2001) se colocó en un tubo de ensayo 50 µL del extracto, 200 µL del reactivo Folin-Ciocalteu 1 M, 500 µL de Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> al 20% (P/V) y 5 ml de agua destilada, como se resume en el cuadro 4. Posteriormente se dejó incubar a 45°C durante 30 minutos. Las muestras fueron leídas con el espectrofotómetro a una longitud de onda de 750 nm y se registraron los resultados, los cuales fueron extrapolados con una curva de calibración de ácido gálico realizada previamente.

**Cuadro 4. Detalle de muestra y blanco para análisis de compuestos fenólicos totales**

	Blanco	Muestra
<b>Extracto</b>		50 µL
<b>Folin-Ciocalteu 1 M</b>	200 µL	200 µL
<b>Na<sub>2</sub>CO<sub>3</sub> al 20%</b>	500 µL	500 µL
<b>Agua-acetona 1:1</b>	1 mL	
<b>Agua destilada</b>	5 mL	5 mL

### **3.7 Extracto proteico**

Para realizar la extracción del extracto proteico, se realizó el muestreo dividiendo las plántulas por órganos (tallos, hojas, raíz) y se colocaron en un congelador a  $-20^{\circ}\text{C}$  durante 48 horas; una vez congeladas por completo, las muestras fueron liofilizadas y maceradas. Para realizar la extracción se tomaron de 100 a 200 mg de muestra pulverizada, se colocaron en un tubo *Eppendorf*® y se les agregó en 10% de su peso de polivinilpirrolidona (PVP). Se les aplicó 1.5 ml de *buffer* de fosfatos con un pH de 7 – 7.2, se homogeneizaron en vórtex por 20 segundos cada muestra y se centrifugaron a 10000 rpm a  $4^{\circ}\text{C}$  durante 10 minutos. A partir del extracto obtenido se cuantificaron las proteínas totales, actividad catalasa (CAT), y actividad superóxido dismutasa (SOD).

#### **3.7.1 Proteínas totales**

Se utilizó la técnica colorimétrica de Bradford (Bradford, 1976) para la cuantificación de proteínas. Se extrajeron 100  $\mu\text{L}$  del sobrenadante y se colocaron en un tubo de ensayo; se le agregaron 5 ml de azul brillante de Coomassie G-250 de *Sigma Aldrich*® solución previamente preparada con 100 mg del reactivo diluidos en 50 ml de etanol, agregando 100 ml de ácido sulfúrico al 85% (P/V) y aforando ésta solución a 1 L. Las muestras fueron analizadas dentro de 5 minutos después de realizar la reacción con un espectrofotómetro a una longitud de onda de 595 nm; se registraron los resultados y se extrapolaron con una curva de calibración con albumina sérica bovina obteniendo los resultados en  $\text{mg L}^{-1}$ .

#### **3.7.2 Catalasa (CAT)**

La actividad enzimática de la catalasa se cuantificó por el método espectrofotométrico. Se hizo una mezcla con 100  $\mu\text{L}$  de extracto proteico y 1 mL de  $\text{H}_2\text{O}_2$

100 mM preparado con *buffer* de fosfatos de pH 7 – 7.2 y 400  $\mu$ L de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> al 5% para desnaturalizar la enzima y así detener la reacción, todo esto se llevó a cabo en agitación a una temperatura de 24°C, ésta mezcla se analizó por espectrofotometría a una longitud de onda de 270 nm y se registró como el tiempo cero de la reacción (T0). Posteriormente, se hizo la mezcla del extracto proteico y el H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> con *buffer*, se dejó en agitación a temperatura de 24°C durante 1 min y se agregó el H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> al 5% para detener la actividad, se leyó en el espectrofotómetro a 270 nm y se registró como el tiempo uno (T1). Para éste análisis se realizó un blanco distinto para cada muestra, constituido por 100  $\mu$ L del extracto proteico, 1 mL de *buffer* de fosfatos y 400  $\mu$ L de H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> como se muestra en el Cuadro 5.

**Cuadro 5. Detalle de los componentes de muestras y blanco para el análisis de actividad enzimática de catalasa.**

<b>Componente</b>	<b>Blanco</b>	<b>Muestra</b>
<b>Extracto proteico</b>	100 $\mu$ L	100 $\mu$ L
<b>H<sub>2</sub>O<sub>2</sub></b>		1 mL
<b>H<sub>2</sub>SO<sub>4</sub> al 5%</b>	400 $\mu$ L	400 $\mu$ L
<b>Buffer de fosfatos</b>	1 mL	

Los resultados fueron extrapolados con una curva patrón de H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> obteniendo la concentración en mM, se calculó el H<sub>2</sub>O<sub>2</sub> consumido y se convirtió a ppm para dividir entre las proteínas totales, resultando en la actividad enzimática.

### **3.7.3 Superóxido dismutasa (SOD)**

La actividad enzimática de SOD se cuantificó utilizando un kit colorimétrico de *Sigma Aldrich*®; se diluyó 1 mL de la solución de trabajo WST con 19 mL del *buffer* de solución incluido en el kit, se diluyeron 15  $\mu$ L de la solución de trabajo enzimática con 2.5

mL de *buffer* de dilución (incluido). En una placa de 96 orificios, se prepararon tres blancos y las muestras con los componentes del kit como se describe a continuación en el Cuadro 6.

**Cuadro 6. Detalle de cada solución para cuantificación de actividad enzimática SOD,**

	<b>Muestra</b>	<b>Blanco 1</b>	<b>Blanco 2</b>	<b>Blanco 3</b>
<b>Extracto enzimático</b>	20 µL		20 µL	
<b>H2O DD</b>		20 µL		20 µL
<b>Solución de trabajo WST</b>	200 µL	200 µL	200 µL	200 µL
<b>Solución de trabajo enzimática</b>	20 µL	20 µL		
<b>Buffer de dilución</b>			20 µL	20 µL

Se colocó la placa en un lector de microplacas, se dejó incubar a 37°C por 20 minutos y se leyó con una longitud de onda de 450 nm. Se calculó la actividad enzimática en porcentaje utilizando la ecuación determinada por el fabricante del kit.

### 3.8 Análisis de datos

Los datos fueron analizados con el software SAS 9.1 en un diseño completamente al azar mediante un análisis de varianza ANOVA y se realizó una comparación de medias de Tukey, con un nivel de significancia 0.05.

## IV. RESULTADOS

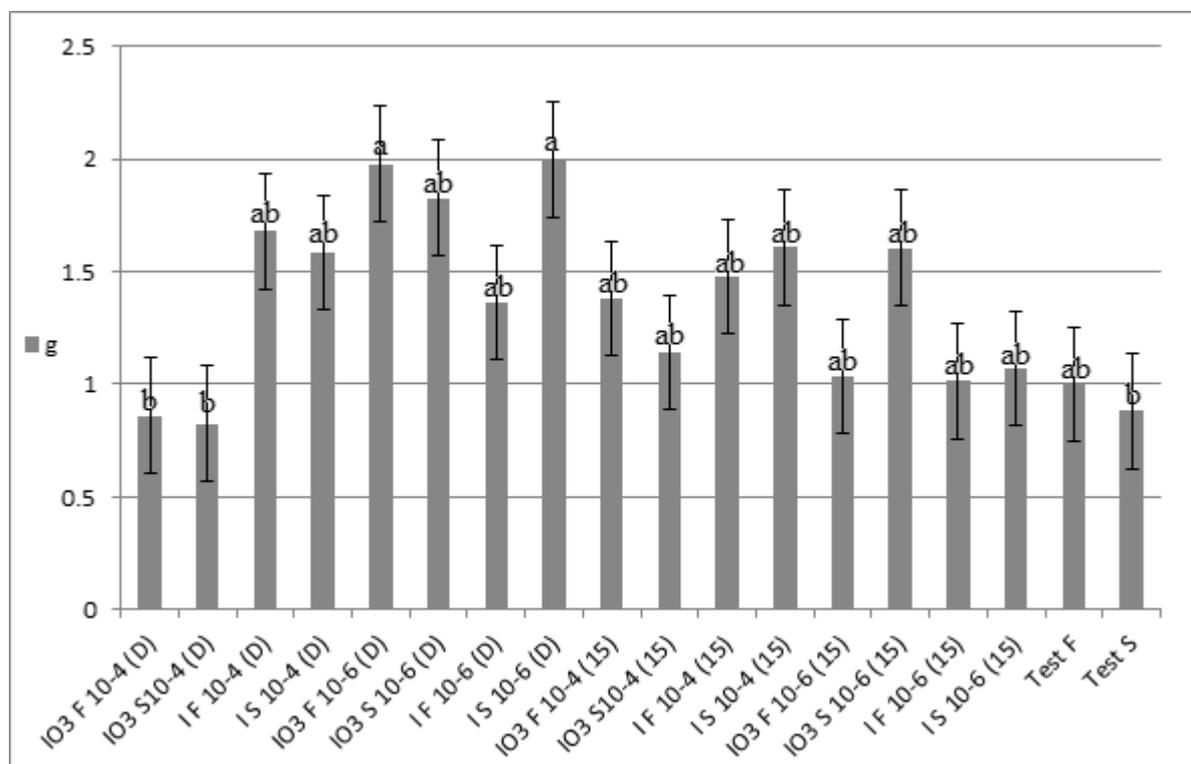
### 4.1 Determinación de peso seco (PS)

El análisis de varianza del ensayo de peso seco muestra una diferencia altamente significativa entre tratamientos ( $P \leq 0.0002$ ) con un nivel de significancia de  $\alpha = 0.05$  (Cuadro 7).

**Cuadro 7. ANOVA para la variable de PS.**

FV <sup>‡</sup>	GL	SC	CM	F value	Pr > F
Tratamientos	17	12.72	0.748	3.30	0.0002
Error	72	16.34	0.227		
C.V.%	35.24%				
Media	1.35				

<sup>‡</sup> Fuentes de variación, GL = grados de libertad, SC = suma de cuadrados, CM = cuadrados medios, C.V. = coeficiente de variación. Nivel de significancia  $\alpha = 0.05$ .



**Figura 4. Comportamiento de la variable peso seco en los diferentes tratamientos. En la figura, medias con letras iguales no difieren estadísticamente.**

De acuerdo a la comparación de medias de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ) ningún tratamiento presentó reducción de peso seco con respecto a los testigos, además, los tratamientos de yodato de potasio foliar diario ( $\text{IO}_3 \text{ F } 10^{-6} \text{ (D)}$ ) y yoduro de potasio foliar diario ( $\text{I F } 10^{-6} \text{ (D)}$ )  $10^{-6} \text{ M}$  fueron superiores al testigo sustrato, pero no respecto al testigo foliar como se observa en la figura 7.

## 4.2 Determinación de altura de plántula (ALT).

En la variable de altura de plántula, el análisis de varianza (Cuadro 8) muestra diferencia altamente significativa entre tratamientos ( $P \leq 0.0001$ ) con un nivel de significancia de  $\alpha = 0.05$ .

**Cuadro 8. ANOVA para la variable de ALT.**

FV <sup>‡</sup>	GL	SC	CM	F value	Pr > F
Tratamientos	17	827.16	48.65	4.12	<.0001
Error	72	850.92	11.81		
C.V.%	16.14%				
Media	21.29				

<sup>‡</sup> Fuentes de variación, GL = grados de libertad, SC = suma de cuadrados, CM = cuadrados medios, C.V. = coeficiente de variación.

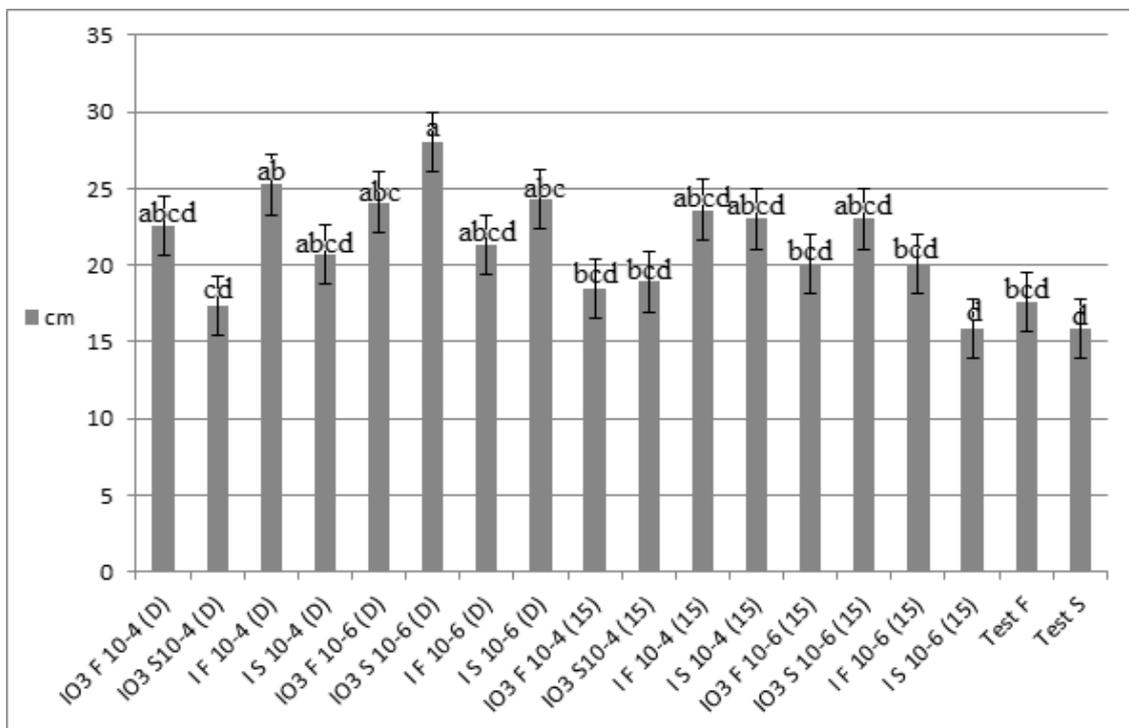


Figura 5. Detalle de las medias de la variable altura de plántula. Medias con letras iguales no difieren estadísticamente.

Con base en los resultados de la prueba de comparación de medias de Tukey, el tratamiento de yodato de potasio al sustrato a una concentración de  $10^{-6}$  M ( $\text{IO}_3$  S  $10^{-6}$  (D)) fue superior a ambos testigos, a su vez los tratamientos consistentes en yoduro de potasio foliar diario (I F  $10^{-4}$  (D)), yodato de potasio foliar ( $\text{IO}_3$   $10^{-6}$  (D)) y yoduro de potasio foliar de aplicación diaria (I F  $10^{-6}$  (D)) fueron superiores al testigo sustrato.

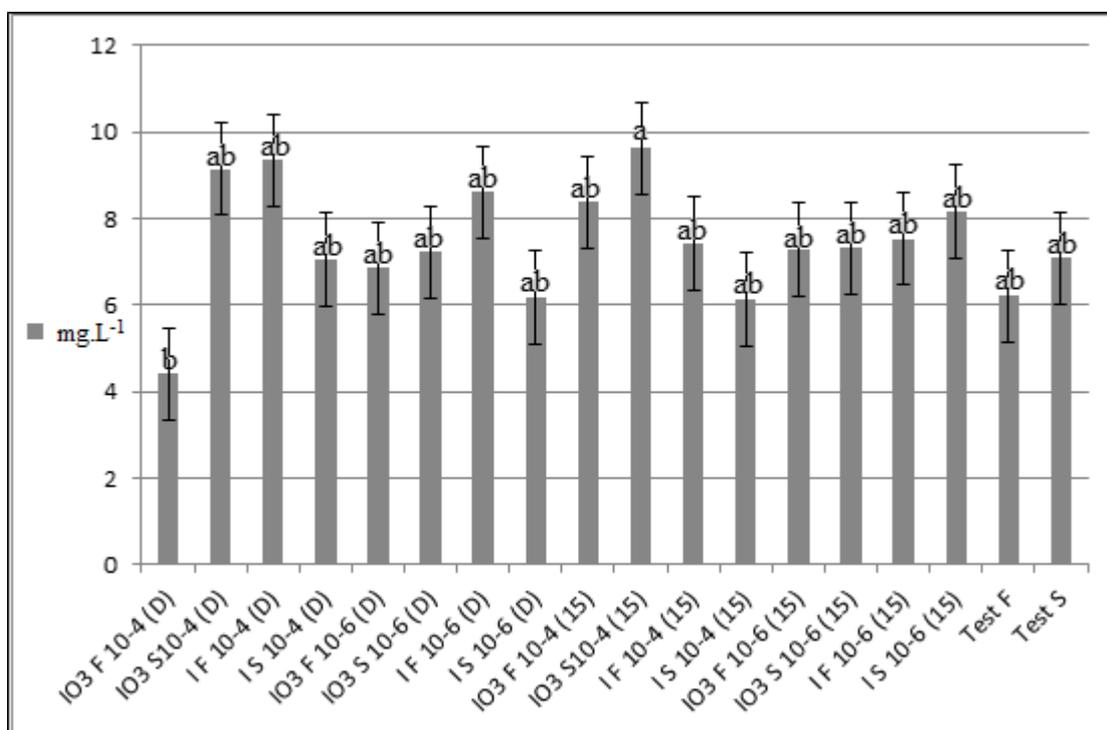
#### 4.4 Determinación de compuestos fenólicos totales (FEN)

En la variable compuestos fenólicos totales, el análisis de varianza muestra diferencia significativa entre tratamientos ( $P \leq 0.048$ , Cuadro 9) con un nivel de significancia de  $\alpha = 0.05$ .

**Cuadro 9. ANOVA para la variable de FEN.**

FV <sup>‡</sup>	GL	SC	CM	F value	Pr > F
Tratamientos	17	85.43	5.084	1.93	0.048
Error	36	95.82	2.64		
C.V.%	21.84%				
Media	7.43				

<sup>‡</sup> Fuentes de variación, GL = grados de libertad, SC = suma de cuadrados, CM = cuadrados medios, C.V. = coeficiente de variación.



**Figura 6. Detalle de las medias de la variable compuestos fenólicos totales en hojas. Medias con letras iguales no son estadísticamente diferentes.**

Como se observa en la figura 10, tratamiento de yodato de potasio  $10^{-4}$  M al sustrato de aplicación quincenal (IO3 S 10-4 (15)) se colocó como superior relativo al tratamiento de yodato de potasio  $10^{-4}$  foliar de aplicación diaria (IO3 F 10-4 (D)) según la prueba de comparación de medias de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ), sin embargo ningún tratamiento mostró diferencia con respecto a los testigo.

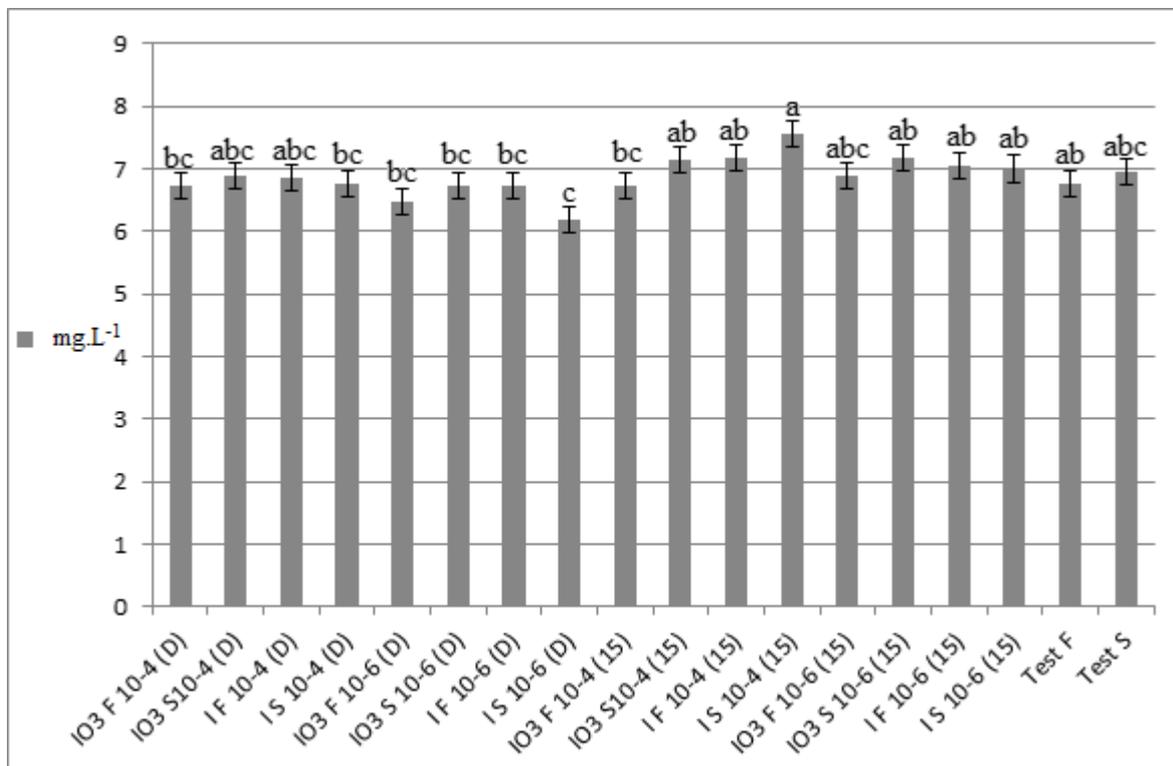
#### 4.5 Determinación de proteínas totales (PROT)

El análisis de varianza con un nivel de significancia de 0.05 para la variable de proteínas totales demostró que existe diferencia altamente significativa entre los tratamientos (Cuadro 10).

**Cuadro 10. ANOVA para la variable de PROT.**

FV <sup>¥</sup>	GL	SC	CM	F value	Pr > F
Tratamientos	17	4.47	0.263	3.98	0.0002
Error	36	2.38	0.066		
C.V.%	3.74				
Media	6.87				

¥ Fuentes de variación, GL = grados de libertad, SC = suma de cuadrados, CM = cuadrados medios, C.V. = coeficiente de variación.



**Figura 7. Valores de medias de los diferentes tratamientos en la variable de contenido de proteínas totales en hojas. En la figura, medias con letras iguales no difieren estadísticamente.**

Como se observa en la figura 11, en el contenido de proteínas, de acuerdo con la prueba de comparación de medias de Tukey, ningún tratamiento fue superior en concentración proteica a los testigos, sin embargo, el tratamiento yoduro de potasio  $10^{-6}$  de aplicación diaria al sustrato (I S  $10^{-6}$  (D)), evidenció un decremento en la concentración respecto al testigo foliar.

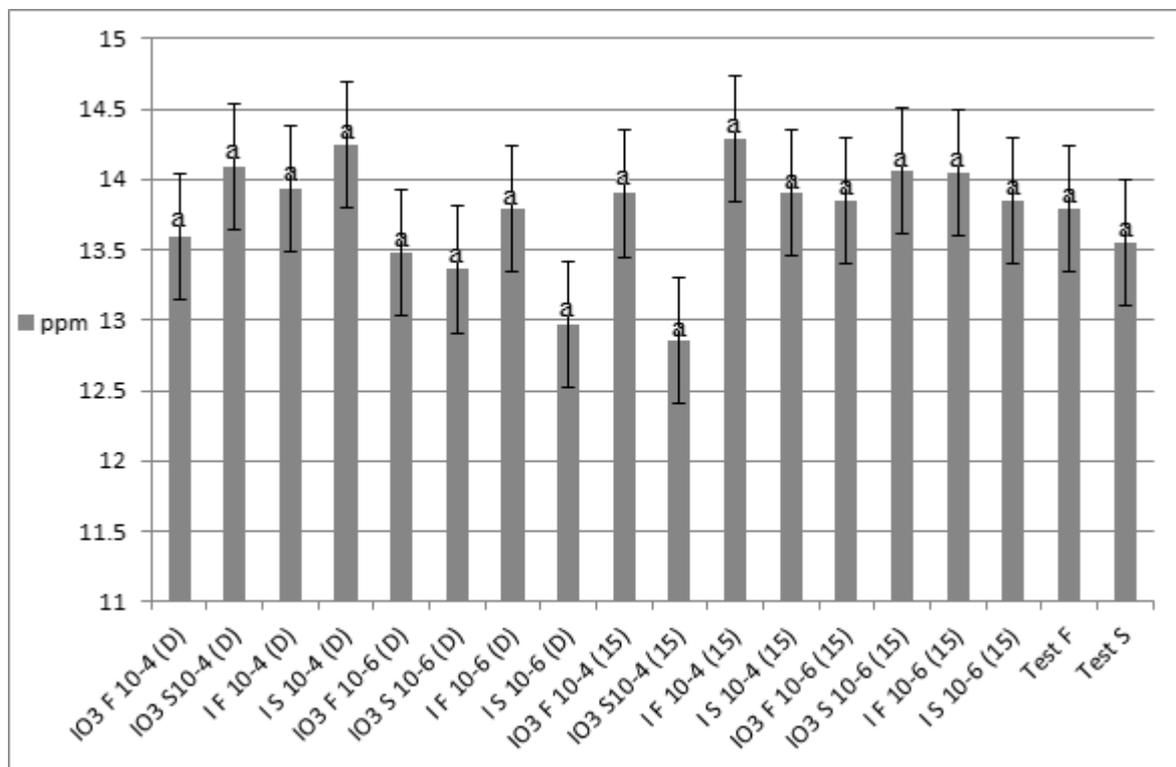
#### 4.6 Determinación de actividad enzimática de catalasa (CAT)

El análisis de varianza con un nivel de significancia de 0.05 (Cuadro 11) para la variable de actividad enzimática de catalasa, mostró que no existe diferencia significativa entre tratamientos.

**Cuadro 11. ANOVA para la variable de CAT.**

FV <sup>‡</sup>	GL	SC	CM	F value	Pr > F
Tratamientos	17	7.92	0.466	0.70	0.77
Error	36	23.88	0.66		
C.V.%	5.92%				
Media	13.75				

<sup>‡</sup> Fuentes de variación, GL = grados de libertad, SC = suma de cuadrados, CM = cuadrados medios, C.V. = coeficiente de variación.



**Figura 8. Media de la actividad enzimática de catalasa (CAT) para cada tratamiento en hojas. Medias con letras iguales no difieren estadísticamente.**

En cuanto a la actividad enzimática de catalasa (CAT), a través de una comparación de medias de Tukey ( $\alpha = 0.05$ ) ningún tratamiento mostró diferencia significativa.

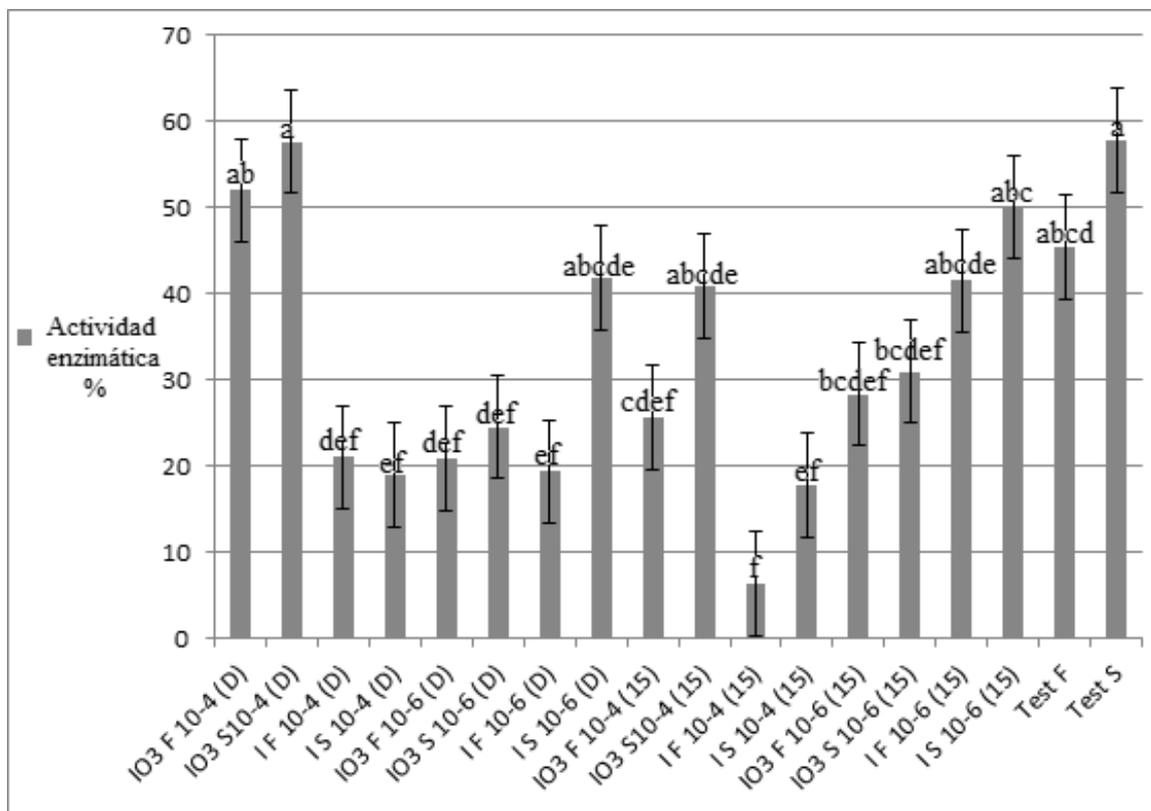
#### 4.7 Determinación de superóxido dismutasa (SOD)

El análisis de varianza del ensayo de superóxido dismutasa muestra una diferencia altamente significativa entre tratamientos con un nivel de significancia de  $\alpha = 0.05$  (Cuadro 12).

**Cuadro 12. ANOVA para la variable de SOD**

FV <sup>‡</sup>	GL	SC	CM	F value	Pr > F
Tratamientos	17	12025.2	706.77	10.21	<0.0001
Error	36	2492.7	69.24		
C.V.%	24.91%				
Media	33.39%				

<sup>‡</sup> Fuentes de variación, GL = grados de libertad, SC = suma de cuadrados, CM = cuadrados medios, C.V. = coeficiente de variación.



**Figura 9. Promedio de la concentración de superóxido dismutasa (SOD) en los diferentes tratamientos en hojas. En la figura, medias con letras iguales no difieren estadísticamente.**

Con relación a la prueba de comparación de medias de Tukey en la figura 13, los tratamientos I S 10-4 D, I F 10-6 D, I F 10-4 15 y I S 10-4 15, mostraron un decremento en la actividad de SOD con respecto a ambos testigos.

**Cuadro 13. Comparación de medias de los tratamientos evaluados para cada variable.**

Tratamientos	ALT <sup>¥</sup> (CM)	PS (g)	FEN (µg.g)	PROT (mg.L <sup>-1</sup> )	CAT	SOD (%)
IO <sub>3</sub> (F) 10 <sup>-4</sup> D	22.58 abcd*	0.862 b	4.407 b	6.7403 bc	13.5954 a	51.997 ab
IO <sub>3</sub> (S) 10 <sup>-4</sup> D	17.32 cd	0.826 b	9.146 ab	6.8873 abc	14.0904 a	57.62 a
Γ (F) 10 <sup>-4</sup> D	25.24 ab	1.68 ab	9.341 ab	6.8654 abc	13.93 a	21.027 def
Γ (S) 10 <sup>-4</sup> D	20.7 abcd	1.584 ab	7.053 ab	6.7534 bc	14.246 a	18.989 ef
IO <sub>3</sub> (F) 10 <sup>-6</sup> D	24.1 abc	1.978 a	6.848 ab	6.4696 bc	13.4794 a	20.864 def
IO <sub>3</sub> (S) 10 <sup>-6</sup> D	<b>28 a</b>	1.826 ab	7.228 ab	6.7371 bc	13.3586 a	24.531 def
Γ (F) 10 <sup>-6</sup> D	21.3 abcd	1.362 ab	8.612 ab	6.7125 bc	13.7854 a	19.397 ef
Γ (S) 10 <sup>-6</sup> D	24.3 abc	<b>2 a</b>	6.171 ab	6.1866 c	12.9701 a	41.809 abcde
IO <sub>3</sub> (F) 10 <sup>-4</sup> 15	18.5 bcd	1.382 ab	8.376 ab	6.7322 bc	13.898 a	25.672 cdef
IO <sub>3</sub> (S) 10 <sup>-4</sup> 15	18.9 bcd	1.142 ab	<b>9.617 a</b>	7.1312 ab	12.8524 a	40.913 abcd
Γ (F) 10 <sup>-4</sup> 15	23.6 abcd	1.48 ab	7.423 ab	7.1739 ab	14.2923 a	6.357 f
Γ (S) 10 <sup>-4</sup> 15	23 abcd	1.608 ab	6.130 ab	<b>7.5428 a</b>	13.9072 a	17.767 ef
IO <sub>3</sub> (F) 10 <sup>-6</sup> 15	20.1 bcd	1.036 ab	7.279 ab	6.8798 abc	13.8518 a	28.362 bcdef
IO <sub>3</sub> (S) 10 <sup>-6</sup> 15	23 abcd	1.606 ab	7.310 ab	7.1662 ab	14.0602 a	30.97 bcdef
Γ (F) 10 <sup>-6</sup> 15	20.1 bcd	1.014 ab	7.525 ab	7.0527 ab	14.0427 a	41.565 abcde
Γ (S) 10 <sup>-6</sup> 15	15.9 d	1.07 ab	8.161 ab	6.9985 ab	13.8469 a	50.122 abc
Test (F)	17.6 bcd	1ab	6.202 ab	6.7538 ab	13.791 a	45.452 abcd
Test (S)	15.9 d	0.882 b	7.084 ab	6.9633 abc	13.5552 a	<b>57.783 a</b>
Media	21.29	1.35	7.43	6.87	13.75	33.39
Tukey	7.8674	1.09	5.30	5.30	5.30	5.33

<sup>¥</sup> ALT= altura de plántula, PS = peso seco acumulado, FEN = compuestos fenólicos totales, PROT = proteínas totales, CAT = actividad enzimática de catalasa, SOD = actividad enzimática de superóxido dismutasa. µGrupo de comparación de medias, valores con la misma letra son estadísticamente iguales, \*Tukey  $\alpha = 0.05$ .

En el cuadro 14 se observa a detalle la comparación de medias de cada tratamiento y variable, resaltando los tratamientos que fueron superiores en cada una.

## V. DISCUSIÓN

Los resultados observados, no demuestran una disminución de peso seco en ningún tratamiento con respecto al testigo, esto indica que las concentraciones utilizadas en el experimento,  $10^{-4}$  M (12.69 ppm) y  $10^{-6}$  M (0.1269 ppm) no producen toxicidad al ser aplicadas de forma foliar y al sustrato, Weng *et al.*, 2008b encontraron que en dosis mayores a 25 ppm de yodo ( $I^-$ ,  $IO_3^-$ ) en la solución nutritiva disminuye el contenido de peso seco, sugiriendo toxicidad en tales dosis. Nuestros resultados se asemejan a los de Voogt *et al.*, 2010 quienes realizando aplicaciones de yoduro ( $I^-$ ) y yodato ( $IO_3^-$ ) en concentraciones de 13  $\mu$ /L (0.013 ppm) hasta 129  $\mu$ g/L (0.129 ppm), siendo las mayores semejantes a varios de nuestros tratamientos, en un cultivo hidropónico de lechuga, no produjeron un efecto sobre el peso seco, sin embargo, Blasco *et al.*, 2010 observaron una disminución de peso seco en aplicaciones de  $I^-$  a 40  $\mu$ M (5.07 ppm) en plantas de lechuga hidropónica, por su parte Mackowiak & Grossl, 1999, también observaron una disminución en peso seco foliar en plantas de arroz con aplicaciones de  $I^-$  a concentraciones  $>10$   $\mu$ M (1.27 ppm) en un cultivo hidropónico. Por su parte, Umaly & Poel, 1970 detectaron efectos estimulantes en el crecimiento de plantas de cebada con aplicaciones de yoduro de potasio a 0.5 y 1 ppm, a su vez en plantas de tomate encontraron un aumento de peso seco con una dosis de 1 ppm de yoduro de potasio, en ambos cultivos no detectaron cambios al aumentar la dosis a 5 ppm; observaron una disminución de peso seco en plantas de chícharo a una concentración de 1 ppm, siendo menos tóxico el yodato que el yoduro de potasio. Zhu *et al.*, Weng *et al.*, 2008a, concluyeron que bajos niveles de yodo (0 - 1 ppm) en la solución nutritiva estimula el peso seco en espinaca, en un experimento hidropónico aplicando el yodo en forma de yoduro ( $I^-$ ), yodato ( $IO_3^-$ ) y ácido yodo acético ( $CH_2ICOO^-$ ), al igual que Borst, 1961, quien observó una respuesta positiva en el crecimiento de espinaca en dosis de 0.01 ppm a 0.1 ppm para yoduro de potasio (KI) y de 0.01 ppm a 1 ppm para yodato de potasio ( $KIO_3$ ). La mayoría de

éstos autores llegaron al punto de toxicidad en concentraciones de yodo en sus diferentes formas, a concentraciones mucho más bajas de las que se utilizaron en el presente trabajo, esto puede deberse a que, todos estos experimentos fueron llevados a cabo en cultivos hidropónicos, por esto se hace evidente la influencia del sistema de cultivo utilizado.

A pesar de que Voogt et al., 2010, afirman que fisiológicamente, no hay evidencias de que el yodo afecta el crecimiento y desarrollo vegetal, así como no existen funciones metabólicas en plantas superiores, sin embargo, de acuerdo a los resultados obtenidos en altura de plántula, las aplicaciones diarias de ambas formas del yodo en concentraciones de  $10^{-4}$  M (12.69 ppm) y  $10^{-6}$  M (0.1269 ppm) manifestaron un incremento comparable a los resultados de Mackowiak & Grossl, 1999, donde sus observaciones incluyeron un aumento del crecimiento de planta de arroz cuando se aplicaba el yodo en forma de  $I^-$  aunque sus tratamientos de  $IO_3^-$  mostraron poco efecto sobre el crecimiento. Según los resultados de Weng *et al.*, 2008b, un nivel bajo de yoduro ( $I^-$ ) en la solución nutritiva propicia el crecimiento en espinaca; cuando las concentraciones oscilaron entre 0.05 y 0.1 ppm, las plantas crecieron más, si se aumentaba a  $>0.1$  ppm el crecimiento se reducía, y niveles superiores de  $I^-$  ( $>5$  ppm) pueden resultar perjudiciales para el cultivo hidropónico. Umaly & Poel, 1969, observaron una influencia estimuladora del yodo en altura de plantas de cebada tratadas con 1 ppm de yodo, presentando mejores resultados aplicando yodo en forma de ácido yodoacético ( $CH_2ICOO^-$ ) seguido por yoduro ( $I^-$ ), mas no encontraron diferencia significativa en comparación con los testigos al aplicar yodato ( $IO_3^-$ ), y en plantas de tomate, una dosis de 1 ppm de yodo en forma de yoduro de potasio ( $KI^-$ ) produjo mayor incremento en el crecimiento relegado en la altura de la planta, reduciendo la dosis a 0.5 ppm también produjo efectos benéficos. En ambos cultivos, aumentando la dosis a 5 ppm de yodo en cualquier forma, no presentaron diferencias distinguibles respecto a los controles. En un experimento posterior en plantas de chícharo, Umaly & Poel, 1970, se presentó una

disminución de crecimiento vegetativo en general, a una concentración de 1 ppm, siendo menos tóxico el yodato que el yoduro de potasio.

Ninguno de los tratamientos de la presente investigación mostraron diferencia significativa con respecto a los testigos en contenido de compuestos fenólicos, esto puede deberse a que según estudios previos (Bovy *et al.*, 2007) la mayoría de los compuestos fenólicos se encuentran en el fruto de tomate, puesto que nuestro experimento fue llevado a cabo en plántulas, no fue llevado más allá de la etapa vegetativa.

Si bien, ningún tratamiento mostró una actividad enzimática de SOD superior a los testigos, se presentó un decremento en varios tratamientos con ambas formas de yodo,  $I^-$  y  $IO_3^-$  tanto en aplicaciones foliares como al sustrato y en frecuencia diaria y quincenal, Blasco *et al.*, 2010 observaron que en algunos de sus tratamientos también ocurrió una disminución de la actividad SOD pero solo bajo la forma de  $I^-$  y que para compensar esta situación, reacciona incrementando su capacidad antioxidante a través de un aumento en la actividad enzimática de CAT, sin embargo en nuestros resultados obtenidos no muestran diferencia entre tratamientos de la actividad CAT, aunque si se observó la tendencia de los tratamientos con  $I^-$  los cuales mostraron valores más altos a diferencia de los de aplicaciones de  $IO_3^-$ .

## VI. CONCLUSIONES

- 1- La aplicación de yodo en forma de yoduro (KI) y yodato (KIO<sub>3</sub>) tiene un efecto estimulante sobre el crecimiento de plántulas de tomate evidenciado en un aumento en el peso seco, así como un incremento altamente significativo en la altura de la plántula.
- 2- La aplicación de los diferentes tratamientos con yodo no ejerció un efecto de incremento en la actividad de la enzima catalasa.
- 3- La aplicación de algunos tratamientos de yodo disminuyó la actividad superóxido dismutasa.
- 4- La aplicación de los tratamientos con yodo no ejerció un efecto estadísticamente significativo sobre los antioxidantes no enzimáticos.

## VII. LITERATURA REVISADA

- Aston, S.R. and P.H. Brazier. (1979). Endemic goitre, the factors controlling iodine deficiency in soils. *Sci Total Environ.* 11:99-104.
- Benítez, Pablo. (2008). Monografía del Tomate. Comisión Veracruzana de Comercialización Agropecuaria. Gobierno del Estado de Veracruz.p 7-12.
- Blasco B, Ríos JJ., Cervilla LM., Sánchez-Rodríguez E, Ruiz JM. & Romero L. (2008). Iodine biofortification and antioxidant capacity of lettuce: potential benefits for cultivation and human health. *Ann Appl Biol* 152: 289–299.
- Borst GW, Pauwels FH. (1961) Iodine as a micronutrient for plants. *Plant Soil* 1961; 14:377-392.
- Bovy, A., Schijlen, E., Hall, RD. (2007). Metabolic engineering of flavonoids in tomato (*Solanum lycopersicum*): the potential for metabolomics. *Metabolomics Springer Science+Business Media.* 3:399–412
- Cao Xue-Yi, Jiang XM, Kareem A, Dou Z.H, Rakeman MA, Zhang M L, Ma T, O'Donnell K, DeLong N and DeLong GR (1994). Iodination of irrigation waters as a method of supplying iodine to a severely iodine-deficient population in Xinjiang, China. *The Lancet.* 344, 107–109.
- Cui, X., Y. Sang, J. Song. (2003). Residual of exogenous iodine in forest soils and its effect on some wild-vegetable plants. *Ying Yong Sheng Tai Xue Bao* 14:1612-1616.
- Dai JL, Zhu YG, Zhang M, Huang YZ. (2004) Selecting iodine-enriched vegetables and residual effectiveness of iodate application to soil. *Biol Trace Elem Res*; 101:265-276
- Dai JL, Zhang M, Hu QH, Huang YZ, Wang RQ, Zhu YG (2009) Adsorption and desorption of iodine by various chinese coils: II. Iodine and iodite. *Geoderma* 153, 130-135.

- Delange F (1994). The disorders induced by iodine deficiency. *Thyroid*, 4: 107-128.
- Del Busto, A., Palomino, L., (2005). Aspectos biológicos del cultivo de *Lycopersicum esculentum* Mill. Instituto de Investigaciones Hortícolas “Liliana Dimitrova”. La Habana. pp 12-13
- Delong. (1998). Dynamics of environmental supplementation of iodine: four years' experience of iodination of irrigation water in Hotien, Xinjiang, China. *Arch. Environ. Health* 53:238-239.
- Galvis V., Herrera Aníbal (1995). El Tomate: Manejo Postcosecha. SENA- Universidad Nacional de Colombia, Bogotá. pp 36-49.
- Gordon, M.H. (2001). El desarrollo del enranciamiento oxidativo en los alimentos. En: POKORNY, pp. 7- 21
- Halliwell, B. (1999) Antioxidant defence mechanisms: from the beginning to the end (of the beginning). *Free Radical Research* 31: 261-272
- Hetzel BS, Matovinovic J, Vought R (1985). The ecology of iodine. In: Stanbury JB, Hetzel BS (eds). *Endemic goiter and cretinism, iodine nutrition in health and disease*. New York: Wiley Eastern Limited. pp. 185-195.
- Hong CL, Weng HX, Yan AL. (2009) The fate of exogenous iodine in pot soil cultivated with vegetable. *Environ Geochem Health* 2009; 31: 99-108.
- Jiang, X.M., X.Y. Cao, J.Y. Jiang, M. Tai, D.W. James, M.A. Rakeman, Z.H. Dou, M. Mamette, K. Amette, M.L. Zhang, G.R.
- Luna, M.L., Delgado, A. (2014). Importancia, contribución y estabilidad de antioxidantes en frutos y productos de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) *Avances en investigación Agropecuaria*. Vol. 18, 1. pp 51-66.
- Mittle, R. (2002). Oxidative Stress, Antioxidants and Stress Tolerance. *TRENDS in Plant Science* Vol.7 No.9 September 2002

- Mackowiak, CL., Grossl, PR. (1999) Iodate and iodide effects on iodine uptake and partitioning in rice (*Orizaba sativa* L.) grown in solution culture. *Plant Soil* 212:135-143.
- Mano, J. (2002) Early events in enviromental stresses in plants-induction mecanisms of oxidative stress. En: oxidative stresses in plants. Ed: Inzé, D., Van Montagu, M. Taylor & Francis, London. UK, pp. 217-246
- Mynet A, Wain RL. (1973) Herbicidal action of iodide: effect on chlorophyll content and photosynthesis in dwarf bean *Phaseolus vulgaris*. *Weed Res*; 13:102-109.
- Nestel P, Bouis HE, Meenakshi JV, Pfeiffer W (2006) Biofortification of staple food crops. *J. Nutr.* 136.1064-1067.
- Ocegueda A. L. (2004). Evaluación de 9 variedades de jitomate (*Lycopersicum esculentum* Mill.) tipo saladette en campo abierto. Universidad Autónoma de Chapingo. Departamento de Fitotecnia, Chapingo México. pp 49
- Olimpia G., Casanova A., Laterrot H., Anaïs G. (2000). Mejora genética y manejo del Cultivo del Tomate para la producción en el Caribe. Instituto de Investigaciones Hortícolas “Liliana Dimitrova”. La Habana. pp 159
- Perl, A. (2002) Oxidative Stress: An Introduction. In: Oxidative Stress in Plants. Inzé, D., Van Montagu, M. Taylor, Francis (eds). London. UK, pp. 1-32.
- SAGARPA (2010). Monografía de Cultivos. Subsecretaría de Fomento a los Agronegocios. pp 32-45
- Seki, R., T. Takahashi, N. Ikeda. (1984). Adsorption behavior of radioactive iodide and iodate in soil. *Radioisotopes* 33:51-54.
- Shelor,P., Dasgupta, P.K. (2011). Review of analytical methods for the quantification of iodine in complex matrices. Department of Chemistry and Biochemistry, The

- University of Texas at Arlington, Arlington, United States. *Analytica Chimica Acta* 702 (2011) 16– 36
- Shindo Y., Witt E., Han D., Epstein W., Parker L. (1994). Enzymic and non-enzymic antioxidants in epidermis and dermis of human skin, en: *Journal of Investigative Dermatology*. Vol. 102, pp. 122-124.
- Shinonaga T, Gerzabek MH, Strebl F, Muramatsu Y. (2001). Transfer of iodine from soil to cereal grains in agricultural areas of Austria. *Sci Total Environ*. 267:33-40.
- Sies, H. (1991) Role of reactive oxygen species in biological processes. *Klin Wochenschr* 60: 965-968.
- Sies, H. (1993) Strategies of antioxidant defense. *European Journal of Biochemistry* 215(2): 213-219.
- Singh SP (2004). A textbook on Biochemistry 3rd ed. Satish Kumar Jian Publisher India. pp. 426-435.
- Stanbury, JB. (1994) The damaged brain of iodine deficiency. New York, Cognizant Communication. 998:167
- Trokhimenko, O. M., Zaitsev, V. N. (2003). Kinetic Determination of Iodide by the Sandell–Kolthoff Reaction Using Diphenylamine-4-Sulfonic Acid. Department of Chemistry, Shevchenko National University, Kiev.
- Umaly, RC., Poel, LW., (1969). Effects of Various Concentrations of Iodine as Potassium Iodide on the Growth of Barley, Tomato and Pea in Nutrient Solution Culture. Department of Botany, University of Birmingham. *Ann. Bot.* 34, 919-26
- Umaly, RC., Poel, LW., (1970). Effects of Iodine in Various Formulations on the Growth of Barley and Pea Plants in Nutrient Solution Culture. Department of Botany, University of Birmingham. *Ann. Bot.* 35, 127-31.

- Voogt, W., Holwerdab, WT., Khodabaksa, R. (2010). Biofortification of lettuce (*Lactuca sativa* L.) with iodine: the effect of iodine form and concentration in the nutrient solution on growth, development and iodine uptake of lettuce grown in water culture. (www.interscience.wiley.com) DOI 10.1002/jsfa.3902
- Weng HX, Hong CL, Xia TH, Bao LT, Liu HP, Li DW. (2013) Iodine biofortification of vegetable plants- An innovative method for iodine supplementation. Chinese Science Bulletin. 17:2066-2072.
- Weng, HX., Hong, CL., Yan, AL., Pan, LH., Qin, YC., Bao LT., Xie, LL. (2008)a. Mechanism of Iodine Uptake by Cabbage: Effects of Iodine Species and Where It is Stored. Biol Trace Elem Res. Humana Press Inc. 125:59–71
- Weng HX., Yan, AL., Hong, CL., Xie, LL., Qin, YC., Cheng, CQ. (2008)b. Uptake of Different Species of Iodine by Water Spinach and Its Effect to Growth. Biol Trace Elem Res Humana Press Inc. 124:184–194
- White, PJ., Broadley, MR., (2009). Biofortification on crops with seven mineral elements often lacking in human diets - iron, zinc, copper, calcium, magnesium, selenium and iodine. New Phytologist 182: 49-84.
- Yuita K (1992). Dynamics of iodine, bromine and chlorine in soil: II. Chemical forms of iodine in soil solutions. Soil Sci. Plant Nutr. 38, 281–287.