

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA  
“ANTONIO NARRO”  
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA**



**COMPORTAMIENTO ESTOMÁTICO Y VASCULAR DEL PEPINO  
(*Cucumis sativus* L.) DESARROLLADO EN MACROTUNELES  
CON MALLAS FOTOSELECTIVAS**

**Por:**

**EMIGDIO CHÁVEZ RUIZ**

**TESIS**

**Presentada como Requisito  
Parcial para Obtener el Título de:**

**INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA**

**Buenvista, Saltillo, Coahuila, México**

**Mayo del 2008**

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA  
“ANTONIO NARRO”**

**DIVISIÓN DE AGRONOMÍA**

**COMPORTAMIENTO ESTOMÁTICO Y VASCULAR DEL PEPINO (*Cucumis  
sativus L.*) DESARROLLADO EN MACROTUNELES CON MALLAS  
FOTOSELECTIVAS**

**POR:**

**EMIGDIO CHÁVEZ RUIZ**

**Que se somete a consideración del H. jurado examinador como requisito  
parcial para obtener el título de:**

**Ingeniero Agrónomo en Horticultura**

**APROBADA POR:**

---

**DR. VALENTÍN ROBLEDO TORRES**  
**ASESOR PRINCIPAL**

---

**M.C. FRANCISCA RAMÍREZ GODINA**  
**SINODAL**

---

**DR. ADALBERTO BENAVIDES MENDOZA**  
**SINODAL**

---

**M.C. ALBERTO SANDOVAL**  
**RANGEL**  
**SINODAL**

---

**DR. MARIO ERNESTO VÁZQUEZ BADILLO**  
**COORDINADOR DE LA DIVISIÓN DE AGRONOMÍA**

**Buenavista, Saltillo, Coahuila, México**

**Mayo del 2008.**

## **DEDICATORIA**

### **A MIS PADRES**

#### **David Chávez García y María Guadalupe Ruiz Chávez**

Por darme la oportunidad de vivir, han sido la base sobre la que se ha forjado mi personalidad, gracias por haberme colmado de abrigo, seguridad y de amor, por haberme dado todo lo que necesitaba para crecer y desarrollarme. Hoy comprendo cuantas cosas he logrado gracias a ustedes y quisiera tener más de una vida para agradecerles todo lo que me han dado. Me mostraron todo un mundo lleno de maravillas y de amor, me enseñaron a encontrar mi propio camino, y me han dado la mejor herencia que un hijo puede recibir.... mi educación y quiero que sepan que son los mejores PADRES del mundo. Es por eso y por muchas razones más que dedico este, mi triunfo que también es su triunfo con todo cariño y respeto.

### **A MIS HERMANOS**

#### **José Alberto, Cristina, Aurora, Fidelia, Marcos y Moisés**

Con cariño y respeto por todo el apoyo incondicional y confianza que siempre han depositado en mí, por ser mis mejores amigos, ser parte de mi familia y por que han sido la parte más hermosa de mi vida. Gracias.

### **A MIS SOBRINOS**

#### **Brenda Yesenia y Cesar Alberto**

Por alegrar nuestras vidas con su presencia así como, por tantas muestras de cariño y amor.

### **A MIS TIOS Y PRIMOS DE LA FAMILIA RUIZ ROMERO**

Por ser mí segunda familia compartiendo tantos momentos de alegría.

## **AGRADECIMIENTOS**

A Dios por haberme dado la oportunidad de vivir y que gracias a tu ayuda he cumplido una de mis más grandes metas, terminar mis estudios profesionales.

A mi Alma Terra Mater por haberme dado la oportunidad de ser parte de ti y por que durante mi estancia me brindaste cobijo, alimento, salud y sobre todo una gran cantidad de conocimientos que estoy seguro que me servirán en mi vida profesional.

Al Departamento de Horticultura por todas las herramientas que me ha brindado las cuales serán de gran ayuda en mi vida profesional.

Al laboratorio de Citogenética por el apoyo brindado en la elaboración de mi tesis.

A la maestra Francisca por el apoyo incondicional que me brindo durante la estancia en el laboratorio de Citogenética.

A la T. A. Norma Leticia Portos Gaona por la ayuda que me brindo durante la estancia en el laboratorio de Citogenética.

A mis compañeros de la generación 104 de Ing. Agro. en horticultura y a mi gran amigo Gabriel Javier.

A mi asesor: Dr. Valentín Robledo Torres, por su ayuda en la revisión y asesoría en la elaboración de este trabajo.

## ÍNDICE

ÍNDICE DE CUADROS.....	VII
INDICE DE FIGURAS.....	IX
RESUMEN.....	X
INTRODUCCIÓN.....	1
REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
Origen y Taxonomía.....	3
Características Botánica.....	4
Requerimientos Climáticos.....	5
Plagas y Enfermedades.....	6
Importancia Mundial del Cultivo del Pepino.....	7
Plasticultura en México.....	9
Propiedades de los Plásticos Utilizados en la Agricultura.....	11
La Luz y las Plantas.....	12
Sensibilidad Espectral de la Planta .....	13
Efectos de Diferentes Rangos del Espectro sobre las Plantas.....	14
Los Estoma.....	15
Intercambio Gaseoso.....	16
Conductancia Estomática y Movimiento Estomático.....	17
Transpiración en Plantas.....	17
Factores Físicos que Interactúan con la Transpiración.....	19
Xilema.....	20
El Floema.....	21
Trabajos de Investigación Realizados con Cubiertas Fotoselectivas.....	22
MATERIALES Y MÉTODOS.....	25
Localización Geográfica del Sitio Experimental.....	25
Clima y Viento.....	25
Vegetación.....	25
Diseño Experimental.....	26

<b>Tratamientos Estudiados.....</b>	<b>26</b>
<b>Establecimiento del Experimento.....</b>	<b>26</b>
<b>Material Genético.....</b>	<b>27</b>
<b>Construcción del Macrotúneles.....</b>	<b>27</b>
<b>Materiales.....</b>	<b>28</b>
<b>Acolchado, Siembra y Riegos .....</b>	<b>29</b>
<b>Fertilización.....</b>	<b>30</b>
<b>Otras Labores Culturales.....</b>	<b>30</b>
<b>Variables a Evaluar.....</b>	<b>32</b>
<b>Número Promedio de Estomas por Haz y Envés.....</b>	<b>32</b>
<b>Longitud (<math>\mu\text{m}</math>) Promedio de Estomas por Haz y Envés.....</b>	<b>32</b>
<b>Ancho (<math>\mu\text{m}</math>) Promedio de Estomas por Haz y Envés.....</b>	<b>32</b>
<b>Número Promedio de Células Tabloides por Haz y Envés.....</b>	<b>32</b>
<b>Número Promedio de Vasos de Xilema de Tamaño Grande, Medio y Chico.....</b>	<b>32</b>
<b>Área Promedio de Vasos de Tamaño Grande, Medio y Chico..</b>	<b>32</b>
<b>Número Total de Vasos por haz Vascular.....</b>	<b>32</b>
<b>Área total de vasos de Xilema.....</b>	<b>32</b>
<b>Preparación del material vegetativo.....</b>	<b>33</b>
<b>RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....</b>	<b>38</b>
<b>Número Promedio de Estomas por el Haz y el Envés.....</b>	<b>38</b>
<b>Longitud Promedio de Estomas por el Haz y el Envés.....</b>	<b>40</b>
<b>Ancho Promedio de Estomas por el Haz y el Envés.....</b>	<b>43</b>
<b>Número Promedio de Células Tabloides por el Haz y Envés.....</b>	<b>45</b>
<b>Número Promedio de Vasos de Xilema de Tamaño Grande, Mediano y Chico.....</b>	<b>47</b>
<b>Área Promedio de Vasos de Tamaño Grande, Medio y Chico.....</b>	<b>49</b>
<b>Número Total de Vasos por Haz Vascular y Área total de Vasos de Xilema.....</b>	<b>50</b>
<b>CONCLUSIONES.....</b>	<b>53</b>
<b>LITERATURA CITADA.....</b>	<b>54</b>

## ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1.	Superficie y producción mundial de pepino (FAO 2006).....	7
Cuadro 2.	Principales países productores de pepino expresado en toneladas (FAO 2006).....	7
Cuadro 3.	Volumen de importación de pepino por Estados Unidos según país de origen y año. (Tm) (USITC Dataweb).....	9
Cuadro 4.	Tratamientos estudiados en el cultivo de pepino con conducción vertical y fertirriego.....	26
Cuadro 5.	Cantidad de fertilizantes a diluir en 1000 lts. de agua para tener una solución al 100%.....	30
Cuadro 6.	Análisis de varianza para número promedio de estomas por el haz y el envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....	39
Cuadro 7.	Comparación de medias para número promedio de estomas por el haz y el envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....	39
Cuadro 8.	Análisis de varianza para longitud promedio de estomas por el haz y el envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....	41
Cuadro 9.	Comparación de medias para la longitud promedio de estomas por el haz y envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....	42
Cuadro 10.	Análisis de varianza para ancho promedio de estomas por el haz y el envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....	44
Cuadro 11.	Comparación de medias para ancho promedio de estomas por el haz y envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....	44

<b>Cuadro 12.</b>	<b>Análisis de varianza para el número promedio de células tabloides por el haz y el envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....</b>	<b>46</b>
<b>Cuadro 13.</b>	<b>Comparación de medias para el número promedio de células tabloides por el haz y envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....</b>	<b>46</b>
<b>Cuadro 14.</b>	<b>Análisis de varianza para el número promedio de vasos de tamaño grande, medio y chico en pecíolos del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....</b>	<b>48</b>
<b>Cuadro 15.</b>	<b>Comparación de medias para el número promedio de vasos de tamaño grande, medio y chico en pecíolos del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....</b>	<b>48</b>
<b>Cuadro 16.</b>	<b>Análisis de varianza para área promedio de vasos de tamaño grande, medio y chico en pecíolos del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....</b>	<b>50</b>
<b>Cuadro 17.</b>	<b>Análisis de varianza para número y área total de vasos por haz vascular, en pecíolos del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....</b>	<b>51</b>
<b>Cuadro 18.</b>	<b>Comparación de medias para el número y área total de vasos por haz vascular, en pecíolos del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.....</b>	<b>51</b>

## ÍNDICE DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b>	<b>Porcentaje de participación de México en el mercado estadounidense (USITC Dataweb).....</b>	<b>8</b>
<b>Figura 2.</b>	<b>Ventanas de mercado para pepino en los Estados Unidos (USITC Dataweb).....</b>	<b>9</b>
<b>Figura 3.</b>	<b>Micrografía mostrado estomas por el haz de la hoja del tratamiento seis (A) que registro el mayor numero de estomas y el tratamiento con cubierta roja (B) que registro el menor numero de estomas, también se muestra una microfotografía del envés de la hoja con el tratamiento seis (c), que registro el mayor numero de estomas y el tratamiento 4 (D) que registro el menor numero de estomas.....</b>	<b>40</b>
<b>Figura 4.</b>	<b>Micrografía mostrado la longitud de estomas del haz en el tratamiento dos (A) y tratamiento testigo (B), y la longitud de estomas del envés en el tratamiento dos (C) y del tratamiento testigo (D).....</b>	<b>42</b>
<b>Figura 5.</b>	<b>Micrografía mostrado el ancho de los estomas del haz en el tratamiento dos (A), el tratamiento testigo (B), y el ancho de los estomas por el envés de la hoja del tratamiento dos (C) y los estomas bajo la cubierta roja (D).....</b>	<b>45</b>
<b>Figura 6.</b>	<b>Micrografía mostrando el tamaño de los vasos de xilema del tratamiento dos (A, C), que fue el que registro el mayor numero de vasos de tamaño grande y chico, y tratamiento uno (B) uno de los que le siguieron y tratamiento cinco (D) que le siguió en numero de vasos de tamaño chico, en el cultivo de pepino.....</b>	<b>49</b>
<b>Figura 7.</b>	<b>Micrografía mostrando el número y área total de vaso de xilema en pecíolo de pepino bajo cubierta de polietileno (A) y sin cubierta (B). .....</b>	<b>52</b>

## RESUMEN

El trabajo de investigación se realizó en ciclo de producción otoño-invierno de 2007, se estableció bajo macrotuneles en el departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México

Los tratamientos en estudio fueron cinco macrotuneles y un testigo sin cubierta. Cuatro de los cinco macrotuneles fueron cubiertos por mallas fotoselectivas de color azul, rojo, negro y blanco y un quinto macrotúnel fue cubierto con polietileno transparente.

El experimento se realizó bajo el diseño de bloques al azar con tres repeticiones y las variables evaluadas fueron: número promedio de estomas, longitud promedio de estomas ( $\mu\text{m}$ ), ancho promedio de estomas ( $\mu\text{m}$ ), número promedio de células tabloides, número promedio de vasos de xilema de tamaño grande, medio y chico, área promedio de vasos de tamaño grande, medio y chico, número total de vasos de xilema por haz vascular y área total de vasos por haz vascular.

El macrotúnel con cubierta plástica fue el tratamiento que sobresalió en casi todas las variables estudiadas excepto en las variables: número promedio de estomas y número de células tabloides, donde el área sin cubrir fue el que sobresalió.

## INTRODUCCIÓN

La producción hortícola en México se mantiene como una industria competitiva a nivel mundial, debido en parte a la amplia diversidad de climas, las tecnologías empleadas y la mentalidad empresarial de nuestros productores. Estos factores nos han colocado a México como un país potencialmente productivo en donde es posible obtener una amplia gama de productos en diferentes épocas del año. Sin embargo, los niveles de aplicación de la tecnología son muy variables, y uno de los principales problemas que actualmente se presentan con el cultivo de hortalizas son: la baja productividad, alto costo por herbicidas y fertilizantes, y sobre todo bajos precios del mercado por una constante competencia. El uso de películas plásticas trae como beneficios eficientar el uso del agua y fertilizantes, disminución de malezas, mayor calidad del fruto, adelanto de cosechas y control de la erosión de los suelos.

Los plásticos deben tener características muy versátiles en sus aplicaciones, como: ligereza, flexibilidad o rigidez, de fácil manipulación y resistencia a condiciones adversas y mecánicas; pero lo que más interesa a los agricultores es la transmisión de luz y termicidad. Los constantes cambios en la agricultura han obligado a mejorar la eficiencia de los procesos productivos con nuevos modelos de producción.

En México la región que utiliza la mayor área de acolchado de suelos es la del Pacífico Norte, con cultivos hortícolas, donde sobresalen el tomate, el melón, los chiles y los pepinos; en esta región se estima una superficie de 15,000 a 20,000 hectáreas, seguido por la región del bajo en los estados de Guanajuato, Jalisco, Michoacán, Colima y Morelos.

El futuro para la agroplasticultura es prometedor, porque el potencial de crecimiento en el uso de las tecnologías de agroplásticos es de más del 95% en el país. Actualmente, de los 6.3 millones de has. de riego en donde se puede usar cualquiera de las técnicas de plasticultura, solo se usa en menos del 5 %, y los agricultores y el gobierno ya se están dando cuenta que la solución para mejorar la condiciones actuales del sector agrícola es con el uso de la tecnología.

### **Objetivos**

- 1.- Estudiar la influencia del uso de mallas fotoselectivas sobre el número y tamaño de estomas, en hojas de pepino.
- 1.- Estudiar la influencia del uso de mallas fotoselectivas sobre el número y área de los vasos de xilema en pecíolos de de pepino.

### **Hipótesis**

- 1.- Las cubiertas plásticas fotoselectivas no modifican características anatómicas como número o tamaño de estomas.
- 2.- El uso de mallas fotoselectivas no influyen sobre el numero o tamaño de vasos de xilema en pecíolos de pepino.

## REVISIÓN DE LITERATURA

### Origen

El pepino es originario del sur de Asia y ha sido cultivado por más de 3000 años. De la India se introdujo en Roma y Grecia, y posteriormente en China. El cultivo se introdujo en Europa en el siglo IX y fue introducido en América en el siglo XVI, cuando Cristóbal Colon trajo las primeras semillas. Es interesante mencionar que el primer híbrido apareció en 1892. En Estados Unidos los primeros registros indican que la variedad "China long" fue el único en 1862 y la variedad "Chicago pickling" en 1888.

### Taxonomía

Clasificación taxonómica según Engler

Reino: Vegetal

División: Embryophita Siphonogama (fanerógamas)

Subdivisión: Angiospermae

Clase: Dicotiledoneae

Orden: Cucurbitales

Familia: Cucurbitaceae

Género: Cucumis

Especie: sativus

## **Características Botánicas**

Valadez (1992) menciona que el pepino es una planta herbácea, anual y de hábito rastroso o trepador.

### **Raíz**

El sistema radicular del pepino (*Cucumis sativus*) es muy potente, dada la gran productividad de esta planta y consta de raíz principal que puede medir hasta 65 cm, que se ramifica rápidamente para dar raíces secundarias superficiales muy finas, alargadas y de color blanco. El pepino posee la facultad de emitir raíces adventicias por encima del cuello.

### **Tallo**

Anguloso y espinoso, de porte rastroso y trepador. De cada nudo parte una hoja y un zarcillo. En la axila de cada hoja se emite un brote lateral y una o varias flores.

### **Hojas**

De largo pecíolo, gran limbo acorazonado, con tres lóbulos más o menos pronunciados (el central más acentuado y generalmente acabado en punta), de color verde oscuro y recubierto de un vello muy fino.

### **Flor**

De corto pedúnculo y pétalos amarillos. Las flores aparecen en las axilas de las hojas y pueden ser hermafroditas o unisexuales, aunque los primeros cultivares conocidos eran monoicos y solamente presentaban flores masculinas y femeninas y en la actualidad todas las variedades comerciales que se cultivan son plantas ginoicas, es decir, sólo poseen flores femeninas que se distinguen claramente de las masculinas porque son portadoras de un ovario ífero.

### **Fruto**

Pepónide áspero o liso, dependiendo de la variedad, que vira desde un color verde claro, pasando por un verde oscuro hasta alcanzar un color amarillento cuando está totalmente maduro, aunque su recolección se realiza antes de su madurez fisiológica. La pulpa es acuosa, de color blanquecino, con semillas en su interior repartidas a lo largo del fruto. Dichas semillas se presentan en cantidad variable y son ovales, algo aplastadas y de color blanco amarillento.

### **Semilla**

Dichas semillas se presentan en cantidad variable y son ovales, algo aplastadas y de color blanco amarillento.

## **Requerimientos Climáticos**

### **Temperatura**

Las temperaturas que durante el día oscilen entre 20°C y 30°C apenas tienen incidencia sobre la producción, y temperaturas nocturnas iguales o inferiores a 17°C ocasionan malformaciones en hojas y frutos.

### **Humedad**

Es una planta con elevados requerimientos de humedad, debido a su gran superficie foliar, siendo la humedad relativa óptima durante el día del 60-70% y durante la noche del 70-90%.

### **Luminosidad**

El pepino es una planta que crece, florece y fructifica con normalidad incluso en días cortos (con menos de 12 horas de luz), aunque también soporta elevadas intensidades luminosas y a mayor cantidad de radiación solar, mayor es la producción.

## Plagas y Enfermedades

### Plagas

**Araña roja** (*Tetranychus urticae* (Koch) (ACARINA: TETRANYCHIDAE), *T. turkestanii* (Ugarov & Nikolski) (ACARINA: TETRANYCHIDAE) y *T. ludeni* (Tacher) (ACARINA: TETRANYCHIDAE))

**Mosca blanca** (*Trialeurodes vaporariorum* (West) (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE) y *Bemisia tabaci* (Genn.) (HOMOPTERA: ALEYRODIDAE))

**Trips** (*Frankliniella occidentalis* (Pergande) (THYSANOPTERA: THIRIPIDAE))

**Minadores de hoja** (*Liriomyza trifolii* (Burgess) (DIPTERA: AGROMYZIDAE), *Liriomyza bryoniae* (DIPTERA: AGROMYZIDAE), *Liriomyza strigata* (DIPTERA: AGROMYZIDAE), *Liriomyza huidobrensis* (DIPTERA: AGROMYZIDAE))

**Nemátodos** (*Meloidogyne javanica*, *M. javanica*, *M. arenaria* y *M. incognita* (TYLENCHIDA: HETERODERIDAE))

### Enfermedades

**Cenicilla de las Cucurbitáceas** (*Pseudoperonospora cubensis*).  
Oidiopsis (*Leveillula taurica* (Lev.) Arnaud)

**“Ceniza” u oídio de las cucurbitáceas** (*Sphaerotheca fuliginea* (Scheele) Pollacci. ASCOMYCETES: ERYSPHALES)

## Importancia Mundial del Cultivo de Pepino

México es el primer exportador de pepino en el mundo. A pesar de ser poco nutritivo con el casi 100% de agua, es rico en vitamina A y C, además contiene azufre, por lo que se utiliza mucho en la industria cosmética.

El cultivo del pepino tiene una estabilidad en cuanto al área mundial cultivada, que se muestra en el Cuadro 1, con un aumento mundial de la producción, en años recientes. En el Cuadro 2 se muestra los principales países productores de esta hortaliza.

**Cuadro 1. Superficie y producción mundial de pepino. (FAO 2006)**

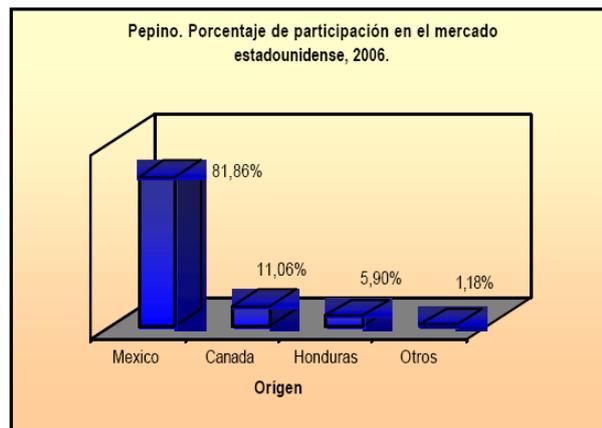
<b>Año</b>	<b>2002</b>	<b>2003</b>	<b>2004</b>	<b>2005</b>
<b>Superficie</b>				
<b>Sembrada (ha)</b>	<b>2,215,983.20</b>	<b>2,284,844.40</b>	<b>2,415,700.50</b>	<b>2,486,926.70</b>
<b>Producción</b>				
<b>total (ton)</b>	<b>39,221,693.00</b>	<b>40,845,410.00</b>	<b>40,947,625.00</b>	<b>41,836,847.00</b>

**Cuadro 2. Principales países productores de pepino expresado en toneladas (FAO 2006).**

<b>País</b>	<b>2002</b>	<b>2003</b>	<b>2004</b>	<b>2005</b>
<b>China</b>	24,073,163.00	25,058,864.00	25,559,515.00	26,559,600.00
<b>Turquía</b>	1,670,000.00	1,780,000.00	1,725,000.00	1,725,000.00
<b>Irán</b>	1,430,000.00	1,400,000.00	1,400,000.00	1,400,000.00
<b>Rusia</b>	1,430,000.00	1,312,030.00	1,321,870.00	1,357,000.00
<b>E.U.A.</b>	1,058,010.00	1,015,750.00	994,660.00	981,860.00
<b>Japón</b>	729,200.00	684,100.00	672,900.00	675,000.00
<b>España</b>	516,832.00	577,124.00	500,000.00	485,000.00
<b>México</b>	433,000.00	472,000.00	475,000.00	480,000.00

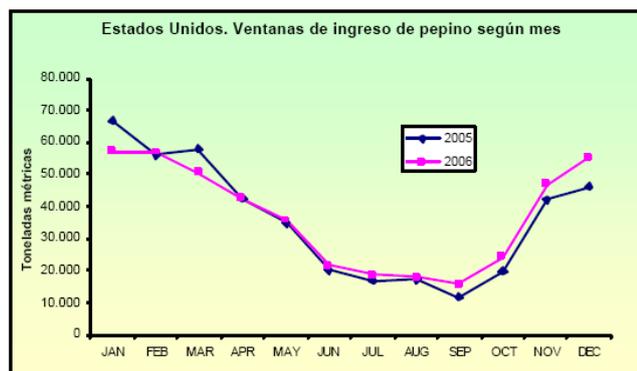
Estados Unidos en 2006 importó de México aproximadamente 361,721.00 toneladas métricas de pepino, lo que representa el 82% de sus importaciones de pepino (Figura 1), siendo México el principal exportador de esta hortaliza hacia los Estados Unidos de Norteamérica (Cuadro 3). En febrero 2007 el fruto de pepino, llegó a alcanzar en el mercado de los Ángeles hasta 43 dólares por caja de 26 lb, lo cual indica que el cultivo de pepino genera una gran captación de divisas.

Las ventanas de mercado para pepino se ubican en los meses de enero a abril, es cuando Estados Unidos de Norteamérica importa la mayor cantidad de producto proveniente de México (Figura 2).



*Fuente:* USITC Dataweb

**Figura 1. Porcentaje de participación de México en el mercado estadounidense (USITC Dataweb).**



Fuente: USITC Dataweb

**Figura 2. Ventanas de mercado para pepino en los Estados Unidos (USITC Dataweb).**

**Cuadro 3. Volumen de importación de pepino por Estados Unidos según país de origen y año. (Tm) (USITC Dataweb)**

Origen	2003	2004	2005	2006
<b>México</b>	346,236	330,214	342,521	361,721
<b>Canadá</b>	42,338	54,002	48,781	48,886
<b>Honduras</b>	15,028	35,996	39,241	26,083
<b>Rep. Dominic.</b>	1,025	149	794	2,556
<b>España</b>	1,954	1,728	1,278	1,270
<b>Guatemala</b>	745	762	0	200
<b>Costa rica</b>	0	0	0	213
<b>otros</b>	140	144	65	162

### La Plasticultura en México

La importancia de la aplicación de los plásticos en la agricultura es cada día mayor. Aunque tuvo un inicio titubeante, hoy, gracias a la ciencia, y a su

contribución al incremento en los rendimientos, a la calidad de la producción, esta técnica de producción cuenta con un futuro promisorio.

La agroplasticultura es la tecnología de producción agrícola que lleva como insumo principal el plástico. En México, el primer uso de plásticos en la agricultura fueron bolsas de polietileno negro para la producción de árboles forestales, pero no se hizo como un desarrollo tecnológico o un proyecto de investigación, sino como una medida operacional para simplificar el trabajo.

Sin embargo, esto despertó la inquietud de algunas compañías e investigadores que, en el año 1972, buscaron nuevos desarrollos y aplicaciones de los plásticos en la agricultura. Es importante señalar que en estos inicios los esfuerzos realizados fueron individuales y que en México no había fábricas que procesaran plásticos para la agricultura; además, se desconocía la aplicación de los plásticos en la agricultura y en la ganadería.

### **Principales Regiones de México en donde se usa la Plasticultura**

En México la región que utiliza la mayor área de acolchado de suelos es la del Pacífico Norte, con cultivos hortícolas, donde sobresalen el tomate, el melón, los chiles y los pepinos; en esta región se estima una superficie de 15,000 a 20,000 hectáreas, seguido por la región del bajío en los estados de Guanajuato, Jalisco, Michoacán, Colima y Morelos.

La superficie total de acolchado en México se estima en 50,000 a 60,000 hectáreas, principalmente en cultivos hortícolas. Los beneficios más importantes del acolchado son: incremento de un 20 a 100% en los rendimientos, dependiendo del cultivo y la región, ahorro de agua entre un 30 a 70%, control total de malezas en la parte acolchada y precocidad de hasta 15 días a inicio de cosecha, entre otros.

Actualmente, la producción de hortalizas en invernadero ha ganado terreno y se ha tenido un desarrollo muy importante de estos sistemas de producción en Jalisco, Chihuahua, Zacatecas, Guanajuato, Coahuila, Estado de México y otras entidades, esto bajo el programa de apoyos del gobierno para la modernización de la agricultura.

Se calcula que en México hay ahora más de 2000 hectáreas con invernaderos, con producción de flores, plántulas y de hortalizas, estimándose un crecimiento anual de aproximadamente 20%. En los invernaderos, las producciones de hortalizas llegan a ser de 200 a 400 ton/ha en pepino, y de 200 a 600 ton/ha en tomate, de 100 a 500% más que la producción de intemperie, además de una calidad muy superior, lo que permite acceder a los mercados de exportación.

## **Propiedades de los Plásticos Utilizados en la Agricultura**

### **Transparencia**

Consiste en dejar pasar a través del plástico la mayor cantidad posible de luz. La transparencia depende de tres factores importantes:

**a) Absorbencia de la luz.** El material absorbe un porcentaje mayor o menor de radiaciones.

**b) Reflexión de la luz.** Rayos que no atraviesan el plástico por que se reflejan hacia el exterior, según el ángulo de incidencia y la propiedad reflectante de material que se trate.

**c) Difusión de la luz.** Las radiaciones se difunden al pasar a través del material y como consecuencia se reparte mejor la luz.

## La luz y las Plantas

La luz es una forma de energía radiante de una porción del espectro electromagnético que es dividido en unidades de longitud de onda y frecuencia. Dentro de la fotobiología de la planta, la luz se categoriza en longitudes de onda cuyas unidades son los nanómetros y energía que se mide en fotones o quantum. Las plantas tienen una respuesta de sensibilidad a la luz de varias longitudes de onda diferente a la de los humanos. Sólo una parte de la luz visible al ojo humano ayuda al crecimiento de las plantas (fotosíntesis), es decir, la luz con longitudes de onda entre 400 y 700 nm. Esta parte recibe el nombre de región PAR (PAR = Radiación fotosintéticamente activa). Cerca del 45% de la radiación global de la luz solar está entre 400 y 700 nm. De modo que aproximadamente un 45% de la radiación global es PAR.

Una fuente de luz se puede visualizar como una fuente que está enviando partículas de energía. Estas partículas se llaman quanta de luz o fotones de luz. El contenido energético de un fotón está relacionado con su longitud de onda. La cantidad total de fotones emitidos por segundo, entre 400 y 700 nm recibe el nombre de PPF (Flujo de fotones fotosintéticos), una cantidad medida en  $\mu\text{mol s}^{-1}$ . El PPF es comparable a la idea de un lumen, pero se basa en la respuesta sensible de las plantas. El contenido energético de un fotón de 400 nm (azul) es 1,75 veces superior ( $700/400$ ) al de un fotón de 700 nm (rojo), pero ambos fotones ejercen el mismo efecto en el proceso de la fotosíntesis. La energía excesiva de un fotón azul se convierte en gran parte en calor.

La proporción de fotosíntesis conseguida viene determinada por la cantidad de fotones entre 400 y 700 nm que absorbe la planta y no por el contenido energético total de estos fotones. Por lo tanto, la cantidad de fotones por segundo entre 400 y 700 nm que caen sobre una determinada superficie, definida como PPFD (Densidad del flujo de fotones fotosintéticos), es la única cantidad adecuada que se debería utilizar para expresar la intensidad de luz para el proceso fotosintético. La PPFD es comparable a la idea de un lux

(lumen m<sup>-2</sup>), pero se basa en la respuesta de sensibilidad de las plantas. La PPF se mide con un sensor quantum y se expresa en  $\mu\text{mol}$  de fotones por m<sup>2</sup> por segundo ( $\mu\text{mol m}^{-2} \text{s}^{-1}$ ). Cuando se habla de PAR (Radiación activa fotosintética), se hace referencia al contenido energético de la luz entre 400 y 700 nm (en W m<sup>-2</sup>).

### **Sensibilidad Espectral de la Planta**

En el rango de la PAR, no todas las plantas son igual de sensibles a estas longitudes de onda. Entre otras cosas, esto se debe a las absorciones específicas de los diferentes tipos de pigmentos en las hojas, entre los que la clorofila es el más conocido. Como resultado de un reflejo y una transmisión relativamente fuertes, la luz verde es la menos eficaz para la hoja. Eso explica por qué el ojo humano ve las hojas de color verde.

El efecto de radiación de varias longitudes de onda en el crecimiento de las plantas se puede mostrar en la curva de sensibilidad de una planta. Puesto que la fotosíntesis es el proceso más importante del crecimiento, utilizamos un espectro de acción que describe cómo se determina la proporción de la fotosíntesis en diversas longitudes de onda. Este espectro de acción fotosintética está basado en la cantidad de fotones (luz quanta) que absorbe la longitud de onda. Este tipo de espectro de acción también se denomina "eficacia del quantum espectral".

Se ha demostrado que la eficacia quantum es la más alta en la región naranja-roja, es decir, la luz naranja-roja proporciona la fotosíntesis más eficaz. Esto no significa que las plantas se pueden hacer crecer exclusivamente utilizando luz de este color. Es muy importante que las plantas reciban un espectro equilibrado si lo que se desea es que se desarrollen adecuadamente. La proporción de luz azul es muy importante para el desarrollo saludable de la planta. Una falta de luz azul lleva a la elongación (crecimiento excesivo del

tallo) y, en ocasiones, al desarrollo de hojas amarillentas. La proporción de rojo/rojo lejano también es importante para el desarrollo de las plantas. Una proporción baja de rojo lejano impide el crecimiento del tallo. Estas respuestas de sensibilidad varían según las especies de plantas.

### **Efectos de Diferentes Rangos del Espectro Sobre las Plantas**

La franja correspondiente al azul, añil y violeta, son los encargados de los fototropismos, esto es, que son los responsables de que las plantas dirijan su crecimiento hacia la luz, no todas las plantas se guían por la luz para saber hacia donde crecer, muchas lo hacen por la gravedad (geotropismo). Pero, como es fácil de comprender, la gravedad tiene menor efecto en el agua, por lo que las plantas de acuario crecen sobretodo por este método.

La región del espectro reservada al color verde, es la que menos efecto tiene sobre las plantas, ya que esta no la absorbe sino que la refleja dándole el color verde característico a la planta.

La franja del espectro correspondiente al amarillo y anaranjado se encargan de los fotoperiodos. El fotoperiodo de una planta puede servir esencialmente para dos cosas: para que las plantas “sepan” cuanto va a durar el ciclo diario de luz, y de esta forma abrir sus hojas al amanecer y cerrarlas al anochecer, por ejemplo, o para saber en que estación del año se encuentran, y en función de ello determinar si es el momento óptimo para su floración.

Por otro lado la región de luz anaranjada y roja se encarga de la mayor parte de la fotosíntesis, esto depende por supuesto del tipo de pigmento que posean las plantas, pero se puede generalizar diciendo que todas las plantas poseen clorofila b, pero no siempre la clorofila tipo a. Las plantas rojas en vez de clorofila tipo a poseen otros pigmentos, que necesitan otros rangos del espectro.

Las características más destacables de la radiación solar son tres: la Intensidad, la duración, y la calidad/composición de la luz (espectro luminoso). La luz a las plantas les sirve para la fotosíntesis, fotomorfogénesis (floración), germinación de semillas, longitud de los entrenudos, etc.

### **Los Estomas**

La hoja está cubierta en ambos lados por una capa de células llamada epidermis, la cual contiene numerosos poros conocidos como estomas, que están rodeados por células oclusivas las cuales controlan su apertura. A pesar de su pequeño tamaño, los estomas constituyen una ruta muy eficiente para el intercambio gaseoso, que permite una pérdida de agua en forma de vapor desde células foliares y se difunde con rapidez el aire mas seco (Ray, 1985).

Los tres procesos importantes para la planta: transpiración, respiración y fotosíntesis son influenciados por el comportamiento y densidad de estomas. En la regulación del contenido de humedad en la planta bajo temporal, los estomas juegan un papel importante, por lo tanto, la determinación de la densidad estomática y el mecanismo de cierre y apertura son características importantes en la resistencia a la sequía (Gómez, 1990).

La presencia de estomas en haz y envés aumenta la superficie de evapotranspiración de la hoja por lo tanto la demanda de agua por parte de la planta es mayor. Sin embargo, la fotosíntesis es favorecida ya que los estomas permanecen abiertos (Strasburger *et al.*, 1993).

Gracias a la modificación de la abertura de los estomas la planta puede controlar al mismo tiempo el flujo de entrada del CO<sub>2</sub> a la hoja y también la pérdida de agua por transpiración (Larcher, 1977).

Uno de los factores ambientales más importantes que afectan la apertura y cierre de los estomas es la pérdida de agua. Si la cantidad de agua en la hoja baja de cierto punto, la célula guardia pierde turgencia y el estoma se cierra. Cuando una planta se marchita por falta de agua, el cierre de los estomas disminuye la pérdida adicional de agua (Alexander, 1992).

Las características de los estomas y su respuesta a cambios en el microclima, ayudan a establecer diferencias en el comportamiento de distintas poblaciones y entender algunos de los procesos adaptativos (León de la Luz y Fanjul, 1983; 1985).

El número y tamaño de estomas determina la cantidad de agua transpirada y, en cierta medida, los lugares donde pueden crecer las diferentes especies. Las especies con superficies epidérmicas de hojas gruesas, cerosas, y pocos estomas son capaces de soportar sequías extremas y ocupar las localidades más secas (Hocker, 1984).

La densidad estomática, así como el área de los poros son factores de gran valor ecofisiológico pues, en primera instancia regulan el balance hídrico y el intercambio de gases de la hoja (Strasburger *et al.*, 1993).

### **Intercambio Gaseoso**

Debido a que los estomas, representan no más del .01% de la superficie foliar, podría esperarse que la difusión fuera extremadamente baja. Sin embargo los experimentos demuestran, por lo contrario que los gases pueden entrar y salir con gran rapidez. La difusión del CO<sub>2</sub> tiene lugar usualmente solo a través de las superficies foliares que poseen estomas y aproximadamente en proporción al número de estomas presente (Bidwell, 1979)

### **Conductancia Estomática**

Más del 90% del agua que recibe una planta se pierde a través de las hojas. El vapor de agua se mueve por difusión, a través de los espacios del mesófilo hacia los estomas. Entonces el agua se difunde a través del estoma, directamente de la atmósfera, mientras el vapor de agua se mueve hacia fuera del estoma, el CO<sub>2</sub> de la atmósfera entra a la hoja por el estoma (Alexander, 1992).

### **Movimiento Estomático**

Cuando la presión de turgencia dentro de la célula oclusiva aumenta y las células se tornan turgentes, asumen la forma de plátano, con las paredes engrosadas separadas para formar un poro o abertura. Ello se debe a que conforme las células adquieren turbidez tienden a expandirse en toda dirección; en consecuencia, a medida que se alargan son forzadas a adquirir la forma de plátano por que las paredes engrosadas no pueden dilatarse. Cuando disminuye la presión de turgencia, las células oclusivas se tornan flácidas, las paredes engrosadas se aproximan y los poros se cierran (Bidwell, 1979).

Factores externos como la luz, la temperatura del aire y el suministro de agua tienen gran influencia en la abertura del estoma, mientras que la presión parcial del CO<sub>2</sub> intercelular, el contenido iónico y las fitohormonas son los factores internos que tienen gran influencia en la abertura del mismo.

## **Transpiración en Plantas**

La transpiración es el proceso mediante el cual la planta regula su temperatura, que consiste en la pérdida de agua en forma de vapor a través de los estomas y cutículas o lenticelas hacia una atmósfera no saturada de humedad.

Tomando en consideración que 1 gramo de agua líquida consume más de 500 calorías para pasar a estado de vapor, se comprende el efecto refrescante de la transpiración. De no ser por este efecto refrescante, las hojas sometidas a una inmensa carga calorífica no podrían evitar daños por sobrecalentamiento. (Urquiza et al, 1988).

Gordon y Barden (1992) mencionan que son diversos los factores que afectan el grado de transpiración, a saber: 1) irradiación; 2) temperatura; 3) velocidad del viento; 4) disponibilidad de agua en las raíces; 5) la presión del vapor de agua en las raíces, y 6) una serie de factores vegetales.

La velocidad de transpiración es más baja por la noche, debido a que los estomas suelen estar cerrados y la temperatura más baja reduce la velocidad de evaporación de agua de las células del mesófilo. Los numerosos y pequeños orificios de los estomas, proporcionan una vía notablemente eficaz para la difusión de vapor de agua, oxígeno y  $\text{CO}_2$ .

La evaporación de las hojas de una planta, causa que el agua suba desde las raíces, este proceso permite también que los minerales disueltos en el agua entren a la planta, otro resultado de la evaporación es el enfriamiento de las hojas. Este efecto es importante porque solamente el 3 por ciento de la energía solar que absorben las hojas se usa en la fotosíntesis, el resto se convierte en calor, si no se eliminara, se morirían las células de la planta (Alexander, 1992).

## **Factores Físicos que Interactúan con la Transpiración**

### **Luz**

La luz es el mecanismo que gobierna la apertura y cierre estomacal en condiciones normales de humedad, temperatura y viento. La luz blanca tal y como nos llega del sol, esta compuesta de ondas de varias longitudes, pero solo una parte de este espectro visible es efectivo en el proceso fisiológico de la planta.

### **Temperatura**

La temperatura está relacionada con la transpiración ya que provoca el calentamiento de las hojas por lo que la planta tiene que transpirar o de lo contrario sufriría lesiones. La velocidad de transpiración es más baja durante la noche ya que los estomas suelen estar cerrados y la temperatura más baja reduce la velocidad de evaporación de agua de las células del mesófilo (Alexander, 1992).

Para descubrir la influencia de la temperatura sobre la fenología de las plantas, se ha usado desde el siglo XVIII el concepto de sumas de temperaturas, mejor conocido como unidades calor (UC) o grados día. Este concepto postula que el crecimiento y desarrollo del cultivo depende la cantidad de calor que las plantas reciben, esto quiere decir, que un cultivo alcanza una determinada etapa fenológica cuando haya recibido cierta cantidad de calor independientemente del tiempo que haya requerido para ello (Hernández, 1992)

### **Humedad Relativa**

La humedad relativa participa en el balance energético entre la planta y la atmósfera al interferir sobre la radiación que recibe la planta y de esta manera disminuir el calentamiento, modificando al mismo tiempo la transpiración de la planta al establecerse una diferencia de concentración de aire entre la atmósfera y la planta (Díaz, 1988).

El estoma responde bajo condiciones de sequía directamente a la humedad, al funcionamiento radical y del mesófilo debido a condiciones externas. La respuesta del estoma a la humedad es una propiedad de la epidermis y esta relacionado a su estado estable de turgencia.

### **Velocidad del Viento**

A consecuencia de la transpiración se forma alrededor de la hoja una capa de aire húmedo llamada lámina limitante, el viento modifica esta lámina dependiendo de su velocidad, contenido de humedad y características de la hoja. De esta manera se ve afectada una resistencia de vapor de agua entre la hoja y el ambiente facilitando la pérdida de agua de la planta por transpiración (Díaz, 1988).

Se atribuye al viento un 2.6 por ciento de la pérdida total de agua de la hoja. En condiciones naturales, el viento hace cambiar frecuentemente las temperaturas de las hojas (Gates, 1980).

## **Sistema Vascular**

### **Xilema**

Se trata de un tejido que conduce agua y sales inorgánicas en forma ascendente por toda la planta y proporciona también soporte mecánico. En las hojas, las flores y los tallos jóvenes, el xilema se presenta combinado con floema en forma de haces vasculares conductores. Las raíces tienen un cilindro central de xilema.

El xilema formado a partir de los puntos de crecimiento de tallos y raíces se llama primario. Pero además, la división de las células del cámbium, situado entre el xilema y el floema, puede producir nuevo xilema o xilema secundario; esta división da lugar a nuevas células de xilema hacia el interior en las raíces y hacia el exterior en casi todos los tallos.

El xilema puede contener tres tipos de células alargadas: traqueidas, tráqueas y fibras. En la madurez, cuando desempeña funciones de transporte, todas estas células están muertas.

Las traqueidas son células alargadas con paredes gruesas caracterizadas por la presencia de zonas delgadas muy bien definidas llamadas punteaduras.

Las tráqueas son traqueidas especializadas cuyas paredes terminales están atravesadas por uno o varios poros; una serie vertical de elementos vasculares que forman un tubo continuo se llama vaso.

Las fibras son traqueidas especializadas de pared muy engrosada que apenas realizan funciones de transporte y que sirven para aumentar la resistencia mecánica del xilema.

## **Floema**

El floema es un tejido vascular que conduce azúcares y otros nutrientes sintetizados desde los órganos que los producen hacia aquéllos en que se consumen y almacenan (en forma ascendente y descendente). El floema está organizado en haces vasculares, que son los filamentos longitudinales del tejido conductor, asociados con el tejido conductor de agua o xilema. Los haces vasculares constituyen importantes órganos estructurales de los tallos herbáceos y los nervios de las hojas. En el cilindro vascular que atraviesa el centro de la raíz del ranúnculo, por ejemplo, el xilema forma un núcleo central estrellado en cuyas ranuras se insertan los haces de floema. De forma típica, el xilema ocupa el lado del haz vascular más próximo a la médula, aunque no son raras disposiciones distintas. En las partes más viejas de la planta, las células blandas del floema son aplastadas y empujadas hacia afuera por el floema nuevo que se va formando en el proceso de crecimiento. El floema nuevo se crea por la acción del cámbium o zona de crecimiento, una capa celular que

separa el xilema del floema y produce células de este segundo tipo hacia el exterior de la planta.

El floema consta de dos tipos de células conductoras: tubos cribosos, que son los elementos más característicos, y células anexas. Los tubos cribosos son células alargadas con las paredes de los extremos perforadas por numerosos poros diminutos; a través de ellos pueden pasar las sustancias disueltas. Estos elementos están conectados en series verticales. Las células están vivas cuando llegan a la madurez, pero los núcleos se desintegran antes de iniciar la función conductora. Las células anexas, más pequeñas, conservan los núcleos durante la madurez y también están vivas; se forman junto a los tubos cribosos y se cree que controlan el proceso de conducción.

### **Trabajos de Investigación con Cubiertas Fotoselectivas**

Daza 1994, encontró que los mejores resultados al producir plántulas de coliflor (*Brassica oleracea*) var. *Brotrytis*, en microtúneles con cubiertas plásticas de colores, fueron obtenidas al utilizar cubiertas de PVC blanco y PVC violeta.

Jennis en 1996 menciona que las cubiertas flotantes mas acolchado plástico en melón han hecho posible incrementar el rendimiento total con relación al acolchado solo en 19 t/ha.

Quezada en 1999, menciona que la radiación PAR reflejada por los plásticos, probablemente influye sobre la morfogénesis de las plantas y el rendimiento final, y el uso de plásticos azules y rojos influyeron sobre el rendimiento en el cultivo de pimiento.

Ibarra en 1999, menciona que el efecto de la temperatura sobre el cultivo en microtúneles, tiene efectos positivos en el incremento, rendimiento temprano y rendimiento total en el cultivo de pepino.

Quezada en 1999, concluye que la cantidad de luz que refleja un plástico y las características de su transparencia modifican en forma diferente la temperatura del suelo, siendo más determinante este factor sobre el desarrollo y rendimiento de los cultivos que la radiación reflejada.

Robledo *et al.* 2004, trabajó con microtúneles con cubiertas fotoselectivas para producir plántulas de lechuga, y reportó que la cubierta de color amarillo y celeste son los colores que más favorecen el desarrollo del peso fresco y seco de la parte aérea de plántulas de lechuga, pero el peso fresco y seco de raíz se favoreció con los colores amarillo, rojo y blanco, esto permite concluir que este tipo de colores de cubierta promovieron una mayor acumulación de materia fresca y seca.

Mascarini en un trabajo que realizó con plantas ornamentales de ciclamen bajo cubiertas plásticas de color azul y negra, encontró que bajo la cubierta azul la planta de ciclamen tubo un menor tamaño y una floración mas precoz que en la cubierta negra.

Robledo en 2004 concluye que las cubiertas de colores influyen en el desarrollo de plántulas de tomate de cáscara, y las cubiertas, transparente, amarillo y blanco permiten la obtención de plántulas de mayor calidad, en función de la mayor acumulación de materia seca total.

Sánchez 2005, trabajo con cubiertas plásticas de color amarillo y blanco, encontró que estas influyeron favorablemente en el aumento de biomasa en plántulas de lechuga, superando a las cubiertas de color transparente.

Domínguez 2005, realizó trabajos en la producción de plántula de tomate de cáscara en microtúneles con cubiertas fotoselectivas, y encontró que las cubiertas de color amarillo inducen un crecimiento del tallo y parte aérea y altos pesos frescos y secos, originando plantas de alta calidad, sin embargo el color rojo indujo altos pesos frescos de raíz, y el transparente presentó altos pesos secos de raíz y materia seca total, con el uso de la cubierta de color verde se indujo una de las mayores alturas de plántula pero éstas presentaron los menores pesos secos de raíz, tallo y materia seca total, originando por lo tanto plántulas de baja calidad para trasplante.

Robledo en 2006 encontró que con el uso de acolchado plástico es posible incrementar la germinación de la semilla de calabacita y mejorar algunas características de plántula.

Hernández 2006, realizó trabajos con plántulas de calabacita bajo cubiertas fotoselectivas. Encontró que las cubiertas de color transparente y blanco son las que permiten la obtención de plántulas de mayor calidad.

Hernández 2006, con el uso de cubiertas fotoselectivas obtuvo se plántulas de calabacita más suculentas (mayor biomasa fresca) y de mayor área foliar.

Hernández 2007, en una evaluación de plántulas de pepino bajo cubiertas plásticas fotoselectivas en macrotúneles, reporto que en la cubierta plástica de color transparente las plantulas de pepino fueron las que presentaron un mayor número de hojas, al igual que mayor diámetro de tallo, seguido por las cubiertas plásticas de color rojo, amarillo, y blanco

## **MATERIALES Y METODOS**

### **Localización Geográfica del Sitio Experimental**

El trabajo se estableció en el Departamento de Horticultura de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México; ubicado a 25° 23' latitud norte y 101° 00' longitud oeste del meridiano de Greenwich, con una altitud de 1,743 msnm (Martínez, 1994).

### **Clima**

Es tipo BWhw (x') (e), el cual es seco y templado con lluvias en verano. La temperatura media anual es de 17.3°C, con una oscilación media de 10.4°C. Los meses más cálidos son junio, julio y agosto con temperaturas máximas de hasta 38°C. Durante enero y diciembre se registran las temperaturas más bajas, de hasta -10.4°C, con heladas regulares en el período diciembre a febrero. La precipitación media anual es de 460.7 mm. Los meses más lluviosos son julio, agosto y septiembre; las lluvias en invierno son moderadas. El verano es la estación de mayor humedad relativa, e invierno y primavera de mayor sequía (Mendoza, 1983).

### **Viento**

Los vientos predominantes son del sureste, en casi todo el año, con excepción del invierno donde los del noroeste son predominantes, los de mayor intensidad se presentan en los meses de febrero y marzo.

### **Vegetación**

La vegetación se encuentra clasificada como matorral desértico rosetófilo, pastizal inducido y natural, matorral chaparral, bosque de pino, bosque de encino y bosque cultivado de pino.

### **Diseño Experimental**

El experimento se estableció bajo un diseño de bloques al azar con seis tratamientos y tres repeticiones, teniendo un total de 18 unidades experimentales, cada una constituida por una cama de 12 m de longitud y una separación de 90 cm entre camas, las dimensiones del área experimental fueron de 288 m<sup>2</sup>.

### **Tratamientos Estudiados**

Los diferentes tratamientos evaluados fueron cinco macrotuneles cubiertos con mallas fotoselectivas, y un testigo sin cubrir, los tratamientos respectivos se mencionan a continuación.

Cuadro 4. Tratamientos estudiados en el cultivo de pepino con conducción vertical y fertirriego.

Tratamiento	Descripción
1	cubierto con malla fotoselectiva azul
2	cubierto con polietileno transparente
3	cubierto con malla fotoselectiva roja
4	cubierto con malla fotoselectiva negra
5	cubierto con malla fotoselectiva blanca
6	Sin cobertura (testigo)

Los análisis de varianza (ANVA) de los datos de este experimento fueron analizados en computadora mediante el paquete de diseños de la facultad de agronomía de la UANL.

### **Establecimiento del experimento**

El experimento se realizó en macrotuneles de 12 m de largo por 4 m de ancho y altura de 2.3 m y un tratamiento testigo sin cobertura. Cuatro de los cinco tratamientos fueron cubiertos por mallas fotoselectivas de diferente color y un tratamiento fue cubierto con polietileno transparente. Se utilizaron

acolchados plásticos de color negro y para el fertirriego del cultivo se estableció cintilla con goteros a 20 cm de distancia. La siembra se realizó el día 18 de agosto de 2007, en forma manual, el agua de riego provenía de las instalaciones del Departamento de Horticultura, la cual era conducida hacia un depósito donde eran preparadas las soluciones nutritivas para fertirrigar, posteriormente se conducía por mangueras hasta los macrotúneles donde se realizó la investigación.

### **Material Genético**

La semilla utilizada fue un híbrido de nombre “Alcazar” de la empresa Enza Zaden, es un material tipo americano para temperaturas frías no extremas, adaptables a invernadero o casa sombra, planta fuerte, vigorosa y balanceada. Fruta cilíndrica, color verde oscuro, ligeramente con espinas, de 20 cm de longitud, excelente vida en anaquel. Ginoica con casi 100% de floración femenina. Tolerante al virus amarillo del pepino y cenicilla polvorienta.

### **Construcción de Macrotuneles**

**a) Preparación del terreno:** se niveló el suelo debido a que este presentaba un poco de pendiente por lo que se realizaron cortes y rellenos de tierra todo esto para tener una mayor superficie y un suelo más homogéneo. Se cavaron hoyos de 50 cm de profundidad y una distancia de 1.50 m entre ellos, en la misma línea y 4 m entre líneas, lo anterior dio una superficie cubierta de 48 m<sup>2</sup> por macrotúnel.

**b) Establecimiento de la estructura:** cada macrotúnel medía 12 m de largo por 4 m de ancho con orientación S-N, se usaron tubos de  $\frac{3}{4}$  de pulgada de diámetro y 1 m de largo, los cuales se colocaron en los hoyos y se sujetaron con concreto sirviendo como anclas, sobre éstos se colocaron tubos de media pulgada de diámetro por 6.20 m. de largo arqueados a manera de semicírculo por medio de una plantilla y después se atornillaron a las anclas.

Por encima de los tubos arqueados se colocó otro tubo como soporte y para mantener los arcos equidistantes, el cual posteriormente fue atornillado a estos.

**c) Colocación de las cubiertas:** Se realizó una pequeña zanja alrededor de la estructura en la cual se colocó primeramente un plástico a una altura de 50 cm y sostenido de las anclas por alambre galvanizado, posteriormente en la misma zanja se colocó la cubierta sujetándola con tierra, la cual se tensó hasta quedar ajustada y sujeta con la tierra. Por último se colocó por los lados frontales malla correspondiente al mismo color de la cubierta de cada macrotúnel, ésta fue sujeta a los arcos con pequeños trozos de manguera colocados a presión y sostenida igualmente al suelo por tierra.

Las cubiertas utilizadas fueron plástico transparente y mallas de color azul, rojo, negro y blanco.

**d) Colocación de los tutores:** se utilizaron postes de madera de 2 pulgadas de grosor por 3 m de altura y alambre galvanizado calibre 14. En cada macrotúnel se colocaron 3 alambres a una altura de 2 m sobre el nivel del suelo, uno por cada surco, el cual fue primeramente amarrado a los postes previamente colocados a una distancia de un metro por el frente del macrotúnel a una profundidad de 60 cm y tensados a los postes colocados en el frente posterior de los macrotúneles. Posteriormente el alambre fue sostenido con rafia a cada uno de los arcos para que soportara la carga de las plantas de pepino.

### **Materiales**

A continuación se mencionan los materiales utilizados para la construcción de los macrotúneles de 12 m de largo por 4 m de ancho.

1. Tubos galvanizados de 6.20 m de longitud y un diámetro de  $\frac{1}{2}$  pulgada.
2. Anclas de 1 m de altura y un diámetro de  $\frac{3}{4}$  de pulgada.
3. Tornillos con punta de broca.
4. Taladro

5. Un plástico transparente calibre 6000 y 4 mallas fotoselectivas con un 60% de transmitancia (azul, rojo, negro y blanco).
6. Postes de madera de 2 pulgadas de grosor por 3 m De altura.
7. Alambre galvanizado de calibre 14.
8. Rafia.
9. Azadón.
10. Trozos de manguera de 1 pulgada de diámetro.
11. Cinta métrica.
12. Pozera.

### **Acolchado**

Una vez hechas las camas de siembra, se colocaron las cintas de riego por goteo, posteriormente se coloco manualmente la película plástica de color negro la cual se tenso y se ajusto con tierra.

### **Siembra**

La siembra fue directa y en forma manual, se realizo el día 18 de agosto de 2007 a una profundidad de 2 cm y distancia de 20 cm entre una planta y otra. La semilla utilizada fue un híbrido partenocarpico de nombre "Alcazar" de la empresa Enza Zaden.

### **Riegos**

El sistema de riego utilizado fue por goteo, por lo que se empleo la cinta T-Tape, colocándose una cinta por cama para todos los tratamientos. Se utilizo agua potable procedente de la red del Departamento de Horticultura.

Antes de la siembra se dio un riego pesado y uno más cuando se terminó la siembra, para tener una alta germinación. Durante el ciclo del cultivo no se programaron los riegos, estos se aplicaron de acuerdo a las necesidades del cultivo.

## Fertilización

La fertilización utilizada para los tratamientos fue la que presenta a continuación y fue aplicada vía riego una vez por semana.

Se utilizó la misma fórmula para todos los tratamientos y así evitar que el factor nutritivo causara diferencia en las variables a evaluar.

Cuadro 5. Cantidad de fertilizantes a diluir en 1000 lts. de agua para tener una solución al 100%

FERTILIZANTE	CANTIDAD
Ácido fosfórico	31 ml.
Sulfato de potasio	1000 gr.
Sulfato de magnesio	1230 - 1476 gr.
Nitrato de potasio	750 gr.
Nitrato de calcio	2600 - 3120 gr.
Sulfato de hierro	50 gr.
Sulfato de magnesio	5 gr.
Sulfato de zinc	2 gr.
Sulfato de cobre	2 gr.
Bórax	10 gr.

NOTA. Manejar un pH de la solución de 5.5.

## Otras Labores Culturales

### Entutorado

Debido a que el pepino es una hortaliza rastrera, es necesario que se le guíe verticalmente a fin de que no haya contacto del follaje y del fruto con el suelo, así mismo para permitir la entrada de aire y luz, para que favorezcan al cultivo en general.

Esta actividad se realizó de forma manual y consistió en colocar una rafia a por cada planta, el hilo de rafia se sujetó mediante un anillo al tallo por debajo de la primera hoja verdadera y se enredó a la planta pasándolo por cada

entrenado hasta el brote terminal, posteriormente se colocó verticalmente y se amarró al alambre tensado anteriormente. Esta práctica se tuvo que realizar cada tercer día a lo largo del ciclo del cultivo a medida que este crecía.

### **Podas**

El cultivo del pepino se condujo a un solo tallo debido a que se manejó en alta densidad, se realizó cada tercer día a lo largo del ciclo del cultivo y se hizo en forma manual, consistió en eliminar todos los brotes laterales para evitar la competencia con el tallo principal.

### **Control de fitosanitario**

Se llevó a cabo de manera preventiva y curativa utilizando productos químicos como: Cloronicotinilos, Maneb y Mancoceb.

Las principales plagas que se presentaron durante el ciclo del cultivo fueron minador de la hoja (*Liriomiza ssp.*) y mosquita blanca (*Bemisia tabaci*).

La única enfermedad que se presentó fue la Cenicilla de las Cucurbitáceas (*Pseudoperonospora cubensis*).

Para la aplicación de estos agroquímicos se utilizó una bomba con motor de una capacidad de 18 galones.

### **Deshierbes**

Se realizaron en forma manual y de manera periódica, para evitar la competencia con el cultivo y como hospederos alternantes de plagas y enfermedades.

## **Cosecha**

Se realizo aproximadamente a los 50 días después de la siembra, con la ayuda de tijeras de podar y se colocaron en bolsas de papel para posteriormente cuantificar algunas variables.

### **Variables a evaluar**

**Las variables evaluadas fueron las siguientes:**

- ❖ Número promedio de estomas por el haz y por el envés
- ❖ Longitud ( $\mu\text{m}$ ) promedio de estomas por el haz y por el envés
- ❖ Ancho ( $\mu\text{m}$ ) promedio de estomas por el haz y por el envés
- ❖ Número promedio de células tabloides por el haz y por el envés
- ❖ Número promedio de vasos de xilema de tamaño grande, medio y chico
- ❖ Área promedio de vasos de tamaño grande, mediano y chico
- ❖ Número total de vasos por haz vascular
- ❖ Área total de vasos de xilema

### **Análisis Estomático**

Para el estudio de los estomas se llevo a cabo un solo muestreo que se realizo el día 3 de octubre de 2007, 45 días después de la siembra, se tomaron 12 muestras en por tratamiento, 6 por el haz y 6 por el envés, todas las muestras se obtuvieron de la hoja colocada en el entrenudo número 10 y cuya orientación de la misma fuera hacia el oriente.

Esta actividad se realizo por la mañana con la ayuda de un barniz transparente para uñas, con en cual se coloco una capa delgada sobre la

superficie de la hoja cubriendo un área aproximada de 3 cm<sup>2</sup>, posteriormente se dejó secar por un minuto y fue retirada cuidadosamente con la ayuda de cinta adhesiva transparente colocada sobre la capa de barniz, ya seca, por último fue pegada con la misma cinta sobre un portaobjeto limpio y previamente identificado con una etiqueta la cual contenía datos sobre; fecha, tratamiento, repetición y parte de la hoja.

Una vez terminado el trabajo de campo se llevaron las muestras a analizar al laboratorio de citogenética, y con la ayuda de un microscopio con cámara integrada y el programa de Pixera Wiewfinder Pro, se procedió a observar con el lente de 40x, de las cuales se fotografiaron 4 campos por muestra para tener un total de 48 imágenes por tratamiento, 24 por el haz y 24 por el envés. Posteriormente se tomaron medidas de ancho y largo de estomas con la ayuda del programa Axio Vision. La imagen midió 138.13 μm por 180.56 μm, teniendo un área total de 24940.75 μm<sup>2</sup>.

### **Análisis de Vasos de Xilema**

En el estudio de vasos de xilema se tomaron 3 plantas por tratamiento, de las cuales se tomó el pecíolo colocado en el entrenudo 12 de la planta con orientación hacia el oriente, esta actividad se realizó el día 18 de octubre de 2007, 60 días después de la siembra, se cortaron con la ayuda de unas tijeras de podar y se obtuvieron 2 trozos del mismo pecíolo de aproximadamente 2 cm. de longitud, para así tener un total de 6 muestras por tratamiento, los cuales se colocaron en un frasco con fijador, cuya metodología se describe a continuación.

### **Preparación del Material Vegetativo**

Fijación: el fijador estándar para microtomía es el FAA (formaldehído 36-40 % 5 cc Alcohol al 70 % 90 cc y ácido acético glacial 5 cc) cuya función es la de parar el proceso de vida sin distorsionar los tejidos, además de hacerlos lo suficientemente firmes para su manejo, el material vegetativo se corta en

secciones de 2 a 10 cm de largo y se depositan en frascos con fijador, se etiquetan y se conservan por 24 hrs. como mínimo y de 1 a 2 meses como máximo hasta continuar con el proceso de microtomía.

### **Deshidratación**

Esta actividad consiste en quitar el agua de los tejidos fijados y endurecidos, además tiene una acción de lavado y le confiere firmeza al material; este proceso consta de 2 métodos, uno en el que el tejido es deshidratado con una solución no solvente de la parafina cuyo componente principal es el alcohol etílico al 95% y el segundo método consta de un solvente de la parafina cuyo componente principal es el xilol. Alcohol 50%, 60%, 70%, 85%, 96% + eosina, 96 grados centígrados, alcohol absoluto 1 y 2, xilol alcohol absoluto 3-1, 1-1, 1-3, xilol puro 1, xilol puro 2 por espacio de 2 hrs. c/u.

### **Inclusión en parafina**

Se colocan los frascos con el material en la estufa a 35 °C con xilol mas parafina cerrados por 24 hrs.

Se cambia la temperatura a 45 °C y se agrega a los frascos con el material mas parafina cerrada por 24 hrs., posteriormente se cambia temperatura a 50 °C y se hace el cambio de parafina pura vaciando la parafina con xilol en otro frasco.

Se cambia la temperatura a 60 °C y se hace otro cambio de parafina pura y permaneciendo en la estufa por 24 hrs. se preparan moldes de papel aluminio de 9 por 12 cm. en donde el tejido y la parafina se solidifican una vez que los tejidos tratados están dentro de la parafina con su etiqueta correspondiente.

### **Seccionamiento (cortes el en micrótomos)**

1.- Se remueve cuidadosamente del bloque de parafina un pedazo que contenga el tejido que se desea seccionar, con una navaja de un solo filo se remueve la parafina en forma de “v” en los cuatro lados del bloque donde quede a la vista la muestra con el tejido.

2.- Se monta el pedazo de parafina que contiene el tejido sobre una platina que este caliente para que se adhiera la muestra.

3.- Se coloca la platina con el tejido en el micrótomos y la cuchilla con la que se va a hacer los cortes. Se regulan las micras en el micrótomos las cuales serán de 10 micras el cual se maneja manualmente hasta obtener una cinta de parafina con el tejido y se acomoda en la superficie de la mesa para montarlas en los porta objetos.

4.- Se ponen los porta objetos en una caja coplin con alcohol de 96% se seca uno por uno y se le pone uniformemente pegamento el cual es el adhesivo de haupt y formalina al 4% y se coloca el tejido en la parte media del porta objeto, con el mechero se le da calor de manera que se extienda tanto la parafina como el tejido y se quita el exceso de pegamento y formalina cuando ya están fijadas las muestras en el porta objetos se colocan en una gradilla en la cual se secan mínimo 24 hrs. máximo 4 días.

### **Tinción**

La coloración juega un papel de suma importancia para obtener laminillas que nos permitan apreciar con detalle las estructuras que más nos interesan, por lo que se debe de lograr un buen contraste entre los tejidos ya que esto facilita el trabajo. Usando la doble coloración de safranina- fast. green que consiste en poner los tejidos en cajas coplin con xilol 1,2,3 para desparafinar el tejido, de 5 a 10 min. en cada uno, alcohol al 95%, 85%, 70%, 60%, 50% y agua destilada por 1 hr. mínimo y máximo 24 hrs., luego se enjuagan de una

por una, en agua corriente, agua destilada, alcohol etílico al 50%, 60%, 70%, 85%, 96%, en fast green por 10 min., y se enjuagan con alcohol de 96%, en alcohol absoluto 1 y 2, carbol-xilol por 10 min. y por ultimo se pasan a xilol 1,2,3 por 5 min. cada uno, se sacan las muestras de una por una, se les limpia el exceso de xilol y se montan con Bálsamo de Canadá, posteriormente se colocan en una gradilla en la cual permanecerán hasta que se sequen.

Una vez terminado el trabajo de laboratorio se llevaron las muestras a analizar con la ayuda de un microscopio con cámara integrada y el programa Pixera Wiewfinder Pro, se procedió a observar con el lente de 10x, de las cuales se fotografiaron 9 haces vasculares por tratamiento.

Posteriormente se tomaron medidas de los vasos de xilema con la ayuda del programa Axion Vision. La imagen midió 550.26  $\mu\text{m}$  por 720.37  $\mu\text{m}$ , teniendo un área total de 396,390.7962  $\mu\text{m}^2$ .

### **Análisis Estadístico**

El diseño experimental utilizado en esta investigación, fue de bloques al azar con tres repeticiones.

Con los valores medios de cada variable se realizó el análisis de varianza, cuyo modelo lineal aditivo fue el siguiente:

$$X_{ij} = \mu + \alpha_i + \beta_j + \epsilon_{ij}$$

Para:

$I = 1, 2, \dots, t$  (tratamientos)

$J = 1, 2, 3$  (repeticiones)

$\epsilon_{ij} \sim N(0, \sigma^2)$

Donde:

$X_{ij}$  = es el valor observado del  $i$ -ésimo genotipo en la  $j$ -ésima repetición.

$\bar{\bar{x}}$  = media general

$\bar{x}_i$  = efecto del  $i$ -ésimo tratamiento

$\bar{x}_j$  = efecto de la  $j$ -ésima repetición

$\epsilon_{ij}$  = efecto del error experimental

## RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### Número Promedio de Estomas por el Haz y el Envés

El análisis de varianza aplicado a estas variables mostró que existen diferencias estadísticas altamente significativas con  $P \leq 0.01$  entre tratamientos, para el número de estomas en el haz como para el envés (Cuadro 6). Indicando que estas dos variables fueron afectadas de manera diferencial por la modificación ambiental debida a los tratamientos aplicados. Dado que se encontraron diferencias altamente significativas entre tratamientos, se realizó una comparación de medias mediante la prueba de Tukey, cuyos resultados se presentan en el Cuadro 7, donde el testigo fue el que mostró mayor cantidad de estomas por unidad de área tanto por el haz (Figura 3a,b) como por el envés (Figura 3c,d), en el primer caso el tratamiento testigo fue el que presento el mayor valor con 11.71 estomas por campo y fue estadísticamente igual a todos los tratamientos excepto al tratamiento tres (malla roja), que fue el que presento el menor valor y fue superado en un 82 por ciento por el testigo. En la variable, numero de estomas del envés, como ya se mencionó anteriormente el tratamiento testigo fue el que mostró mayor valor y fue estadísticamente superior a todos los tratamientos, superando en un 38 por ciento al tratamiento con cubierta azul, pero supero en 66 por ciento al tratamiento tres que también presento el valor mas bajo.

Igualmente se puede observar que en todos los tratamientos las hojas de pepino tienen un mayor número de estomas por el envés que por el haz. En el haz se tuvieron en promedio 8.26 estomas mientras que por el envés 12.18, resultando 47 por ciento más estomas por el envés que por el haz.

Estos resultados pueden ser explicados debido a que en el tratamiento testigo la planta estuvo recibiendo la luz del sol directamente, provocando que la

temperatura de las hojas fuera muy elevada y como respuesta natural de sobrevivencia una mayor cantidad de estomas para contrarrestar el calentamiento mediante el proceso de transpiración ya que de lo contrario las hojas sufrirían lesiones, esto indica que la modificación en la radiación, por efecto del uso de cubiertas fotoselectivas influye en la morfogénesis de la planta de pepino.

Cuadro 6 .Análisis de varianza para número promedio de estomas por el haz y el envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Cuadrados Medios	
		NPEH	NPEE
Tratamientos	5	11.850 **	16.752 **
Bloques	2	0.401ns	0.212ns
Error	10	1.901	1.229
<b>C.V. (%)</b>		<b>16.69</b>	<b>9.10</b>

CV=coeficiente de variación, NPEH= número promedio de estomas por el haz, ns= no significativo NPEE= número promedio de estomas por el envés, \*\* = altamente significativo con  $P \leq 0.01$ .

Cuadro 7. Comparación de medias para número promedio de estomas en el haz y el envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.

Tratamiento	NPEH	NPEE
Azul	9.497 ab	12.040 b
Transparente	6.957 b	11.957 b
Rojo	7.457 b	11.957 b
Negro	6.413 b	10.040 b
Blanco	7.540 b	10.413 b
Testigo	11.717a	16.663 a
<b>Promedio</b>	<b>8.263</b>	<b>12.178</b>

NPEH= número promedio de estomas por el haz, NPEE= número promedio de estomas en el envés, tratamientos con la misma letra dentro de la columna no difieren de sí.

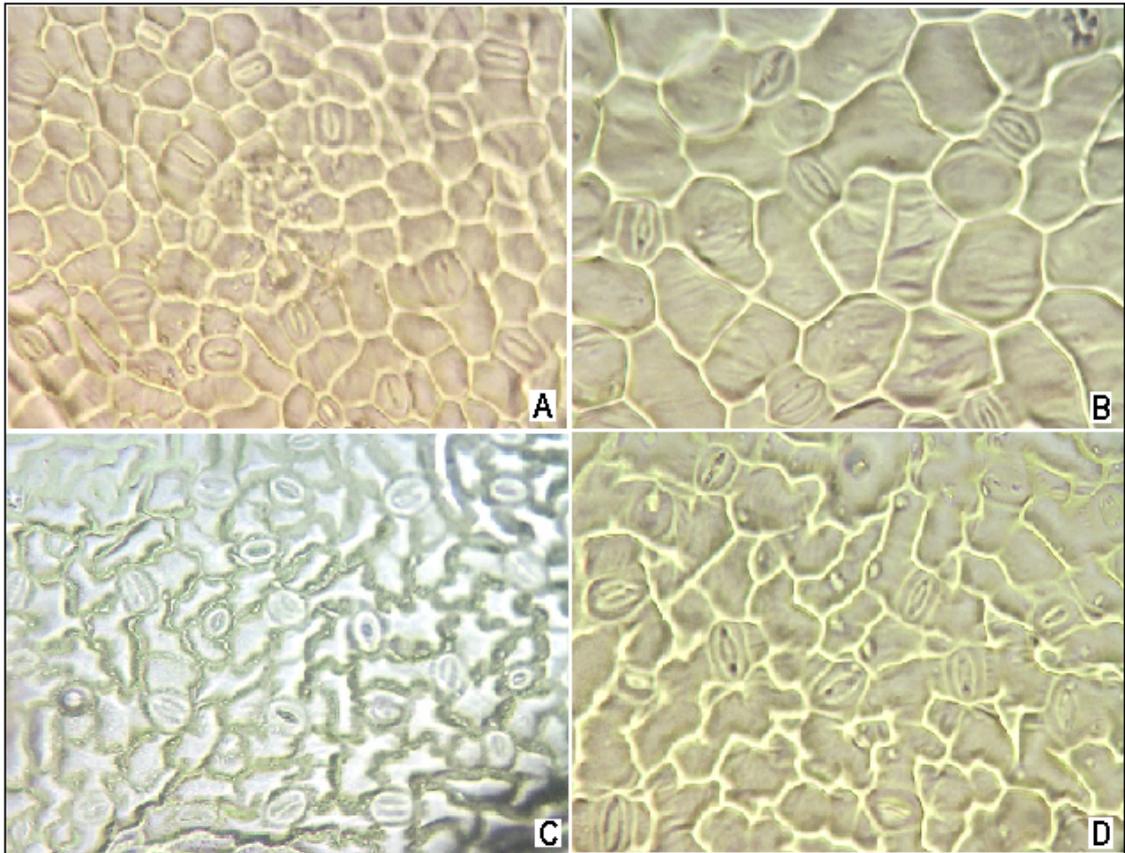


Figura 3. Micrografía mostrada estomas por el haz de la hoja del tratamiento seis (A) que registro el mayor número de estomas y el tratamiento con cubierta roja (B) que registro el menor número de estomas, también se muestra una microfotografía del envés de la hoja con el tratamiento seis (C), que registro el mayor número de estomas y el tratamiento 4 (D) que registro el menor número de estomas.

### **Longitud Promedio de Estomas por el Haz y el Envés**

Los resultados obtenidos del análisis de varianza aplicado a las variables longitud promedio de los estomas del haz, mostraron diferencias estadísticas altamente significativas entre tratamientos con  $P \leq 0.01$  mientras que en el envés las diferencias entre tratamientos solo fueron significativas (Cuadro 8). El análisis de varianza indica que el uso de mallas foselectivas tienen un efecto diferencial sobre la longitud de los estomas. Como se encontraron diferencias entre tratamientos, se realizaron comparaciones de medias para conocer que tratamiento influyo de manera mas importante sobre la longitud de estomas y cual afectó

menos. En el Cuadro 9 se muestra que la mayor longitud de estomas se presentó con la cubierta transparente y fue estadísticamente igual a todos los tratamientos excepto al tratamiento testigo (Figura 4a,b), el cual fue superado en un 39 por ciento por el tratamiento dos. En el caso de la longitud de estomas del envés, también el tratamiento con cubierta de polietileno fue el que presentó la mayor longitud (20.97  $\mu\text{m}$ ), éste solo fue estadísticamente diferente del testigo, el cual tuvo la menor longitud (16.8  $\mu\text{m}$ ) (Figura 4b,c), éste último fue superado en un 25 por ciento por el tratamiento dos.

Cuadro 8. Análisis de varianza para longitud promedio de estomas por el haz y el envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Cuadrados Medios	
		LPEH ( $\mu\text{m}$ )	LPEE ( $\mu\text{m}$ )
Tratamientos	5	17.284 **	6.725 *
Bloques	2	5.646 ns	2.463 ns
Error	10	2.383	1.274
CV (%)		7.30%	5.80%

CV=coeficiente de variación, LPEH= longitud promedio de estomas por el haz, LPEE= longitud promedio de estomas por el envés, \*\* = altamente significativo  $P \leq 0.01$ , \* = significativo  $P \leq 0.05$  ns= no significativo.

Igualmente con la comparación de medias se puede observar que en todos los tratamientos la longitud de los estomas ubicados en el haz de la hoja es mayor (21.136  $\mu\text{m}$ ) que la de los estomas ubicados en el envés (19.45  $\mu\text{m}$ ) de la misma.

Estos resultados se deben probablemente a que el plástico transparente permite mayor entrada de la luz y a consecuencia no permite la salida de energía en forma de calor debido al tipo de cubierta, lo que provocó que dentro de este macrotúnel se tuviera a lo largo del ciclo del cultivo alta temperatura y baja humedad relativa durante el día, por lo que la planta probablemente respondió al calentamiento de las hojas modificando el tamaño de los estomas ya que se observó que tenían pocos estomas pero de un tamaño mayor.

Cuadro 9. Comparación de medias para la longitud promedio de estomas por el haz y envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.

Tratamiento	LPEH ( $\mu\text{m}$ )	LPEE ( $\mu\text{m}$ )
Azul	20.5200 b	19.7000 ab
Trasparente	25.4467 a	20.9700 a
Rojo	20.1133 b	18.8733 ab
Negro	20.8100 b	19.9567 a
Blanco	21.6900 ab	20.5833 a
Testigo	18.2400 b	16.8000 b
<b>Promedio</b>	<b>21.136</b>	<b>19.447</b>

LPEH= longitud promedio de estomas por el haz, LPEE= longitud promedio de estomas por el envés, tratamientos con la misma literal dentro de la columna no difieren de sí.

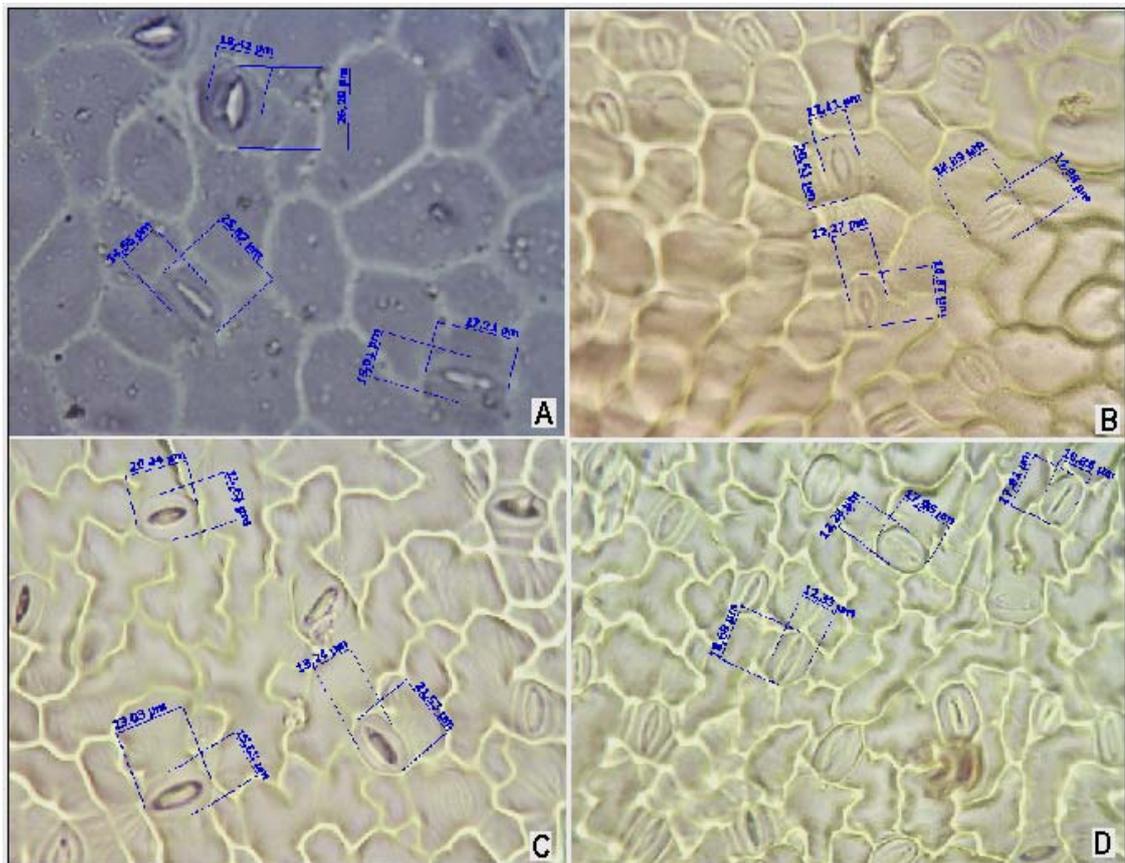


Figura 4. Micrografía mostrada la longitud de estomas del haz en el tratamiento dos (A) y tratamiento testigo (B), y la longitud de estomas del envés en el tratamiento dos (C) y del tratamiento testigo (D).

### **Ancho Promedio de Estomas por el Haz y el Envés**

Los resultados presentados por el ANVA en los análisis realizados mostraron que existen diferencias estadísticas significativas entre tratamientos, tanto en los estomas del haz como del envés (Cuadro 10). El análisis realizado indica que los tratamientos estudiados si influyeron de forma diferente sobre el ancho de los estomas del haz como del envés. A fin de identificar a los tratamientos estadísticamente superiores se realizó una comparación de medias mediante la prueba de Tukey (Cuadro 11) el cual muestra que el tratamiento con cubierta transparente (16.04  $\mu\text{m}$ ) fue estadísticamente igual a los tratamientos 4,1,3, 5 y estadísticamente diferente al testigo (12.32  $\mu\text{m}$ ). El ancho de los estomas de las plantas desarrolladas bajo la cubierta transparente superaron en 30% a los desarrollados a cielo abierto. Esto indica que la modificación ambiental por efecto del uso de cubiertas foselectivas modifican la anchura del estoma. Los resultados que observados con relación a los estomas del envés presentaron datos muy similares ya que los estomas de plantas desarrolladas bajo cubierta transparente superaron en 33.9 por ciento al ancho de los estomas de plantas desarrolladas en condiciones de cielo abierto. Lo anterior se muestra en la Figura 5, en la cual se muestra el mayor ancho de estomas en las plantas desarrolladas bajo cubierta de polietileno transparente, en comparación con los estomas de plantas desarrolladas sin cubierta.

Igualmente se puede observar en todos los tratamientos, que el ancho de los estomas ubicados en el haz de la hoja es mayor que la de los estomas ubicados en el envés de la misma.

Estos resultados se deben probablemente a que el haz de la hoja transpira mas que el envés de la misma debido a que esta se encuentra en posición perpendicular a los rayos del sol, a demás de la alta temperatura registrada a lo largo del ciclo del cultivo dentro del macrotúnel provocada por la cubierta plástica, por lo que la planta respondió al sobrecalentamiento de las hojas

modificando el tamaño de los estomas para contrarrestar el calentamiento y evitar que la planta sufra daños.

Cuadro 10. Análisis de varianza para ancho promedio de estomas por el haz y el envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Cuadrados Medios	
		APEH μm	APEE μm
Tratamiento	5	4.195*	5.119*
Bloques	2	0.139 ns	2.323 ns
Error	10	1.194	1.257
C.V. (%)		7.72	8.28

CV=coeficiente de variación, APEH= ancho promedio de estomas por el haz, APEE= ancho promedio de estomas por el envés, \* = significativo con  $P \leq 0.05$ , ns= no significativo.

Cuadro 11. Comparación de medias para ancho promedio de estomas por el haz y envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.

Tratamiento	APEH (μm)	APEE (μm)
Azul	14.2367 ab	13.8967 ab
Plástico	16.0400 a	15.0567 a
Rojo	13.9833 ab	13.0833 ab
Negro	14.0767 ab	13.6233 ab
Blanco	14.2833 ab	14.3033 ab
Testigo	12.3167 b	11.2367 b
<b>Promedio</b>	<b>14.156</b>	<b>13.530</b>

APEH= ancho promedio de estomas por el haz, APEE= ancho promedio de estomas por el envés, tratamientos con la misma literal dentro de la columna no difieren de sí.

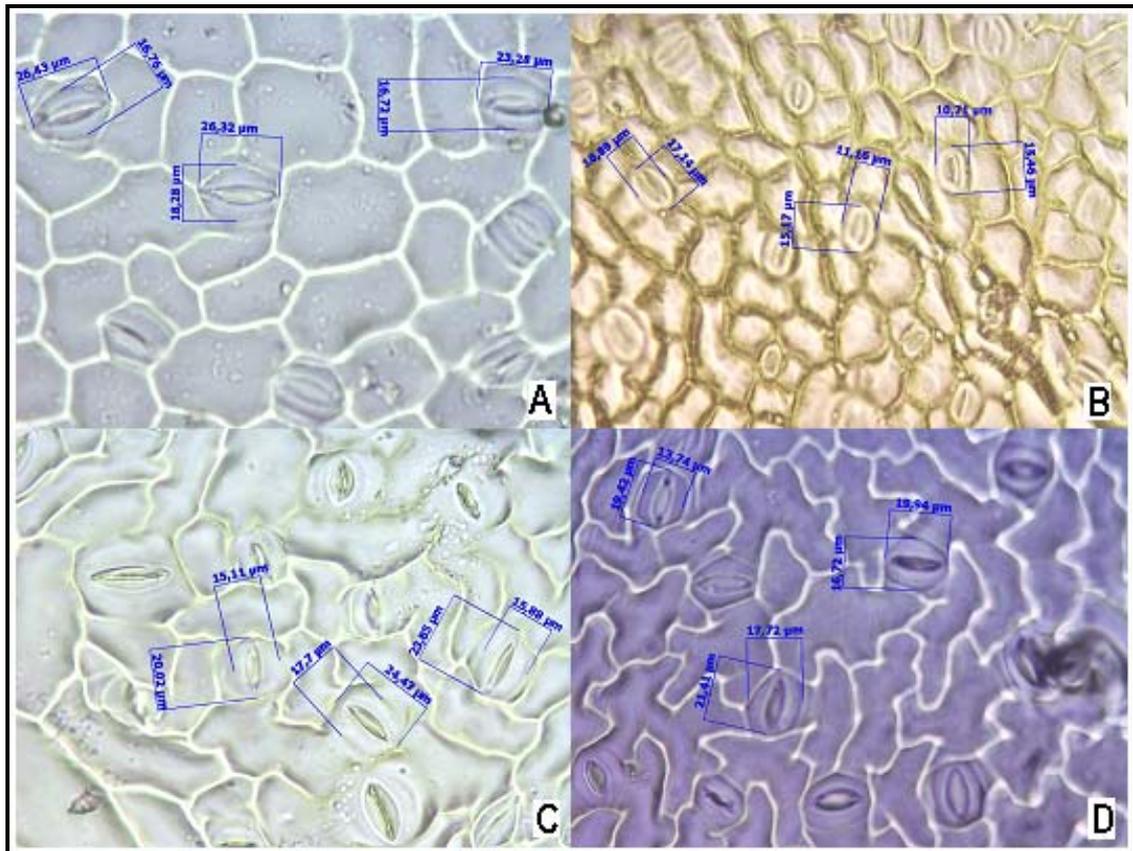


Figura 5. Micrografía mostrada el ancho de los estomas del haz en el tratamiento dos (A), el tratamiento testigo (B), y el ancho de los estomas por el envés de la hoja del tratamiento dos (C) y los estomas bajo la cubierta roja (D).

### Número Promedio de Células Tabloides por el Haz y Envés

El ANVA para el número de células tabloides del haz y envés de las hojas de pepino muestra que existen diferencias estadísticas altamente significativas con  $P \leq 0.01$  entre tratamientos para número de células tabloides del haz, y significativas para número de células tabloides el envés (Cuadro 12). También se observó en la comparación de medias (Cuadro 13) para células tabloides del haz, que el (T6) o testigo fue el que mostró mayor cantidad de células tabloides por área observada seguido por el (T3) macrotúnel cubierto con malla de color rojo y este seguido por el azul (1), los cuales fueron estadísticamente diferentes del tratamiento con polietileno.

Para el envés el (T6) testigo o área sin cubrir fue el que mostró la mayor cantidad de células tabloides por área observada, seguido por el (T3 y T1) macrotuneles cubiertos con malla de color rojo y azul y el tratamiento que presento el valor mas bajo fue el de malla blanca.

Igualmente se puede observar que en la mayoría de los tratamientos el número de células tabloides es mayor en el envés de la hoja que en el haz de la misma, a excepción del T1 y el T3.

Cuadro 12. Análisis de varianza para el número promedio de células tabloides por el haz y envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Cuadrados Medios	
		NPCTH	NPCTE
Tratamientos	5	269.346 **	176.803 *
Bloques	2	21.147 ns	10.0703 ns
Error	10	32.585	38.366
CV (%)		16.41	16.96

CV=coeficiente de variación, NPCTH= número promedio de células tabloides por el haz, NPCTE= número promedio de células tabloides por el envés, \*\* = significativo con  $P \leq 0.01$ , \* = significativo con  $P \leq 0.05$ , ns= no significativo.

Cuadro 13. Comparación de medias para el número promedio de células tabloides por el haz y envés en hojas del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.

Tratamiento	NPCTH	NPCTE
Azul	38.0367 abc	36.7467 ab
Plástico	24.3300 c	31.8733 b
Rojo	40.7900 ab	39.5800 ab
Negro	28.8700 bc	32.3733 b
Blanco	27.5400 bc	28.5400 b
Testigo	49.1200 a	50.0400 a

NPCTH= número promedio de células tabloides del haz, NPCTE= número promedio de células tabloides del envés, valores con la misma letra dentro de columna no difieren estadísticamente.

### **Número Promedio de Vasos de Xilema de diámetro Grande, Mediano y Chico**

El ANVA aplicado a las evaluaciones mostraron que existen diferencias estadísticas altamente significativas con  $P \leq 0.01$  entre tratamientos para número de vasos de tamaño grande y de tamaño chico y no significativas para número promedio de vasos de tamaño medio (Cuadro 14). Lo anterior indica que el tamaño grande y pequeño de vasos de xilema si fueron afectados por la modificación en ambiental originada por el color de la malla, sin embargo el tamaño medio no resulto afectado. Al realizar la comparación de medias para el numero de vasos de xilema tamaño chico se encontró el tratamiento 4 presento el mayor número con 12.11 y fue estadísticamente igual a los tratamientos 2 y 3, y estadísticamente superior al tratamiento testigo (Cuadro 15). En el caso del número de vasos de xilema de tamaño grande, el tratamiento 4 también fue el que presento el mayor número el cual fue estadísticamente igual a los tratamientos 2 y 1, y el tratamiento que presento el menor valor fue el tratamiento 5.

Estos resultados se deben probablemente a que la cubierta plástica permite mayor entrada de luz y como consecuencia mayores temperaturas los cuales son factores de gran importancia en funciones como la fotosíntesis, transpiración, fototropismo, etc., ya que en este macrotúnel las plantas tuvieron mayor altura, mayor tamaño de hojas, etc., por tal razón el número de vasos de tamaño grande y tamaño medio fueron afectados como resultado de la modificación de los factores antes mencionados los cuales favorecieron un mejor desarrollo del cultivo.

En la figura 6 se muestran el numero de vasos de xilema clasificados en tres tamaños diferentes, obtenidos en cortes de pecíolo de pepino, donde se muestra que en polietileno se contó el mayor número de vasos grandes, sin embargo en el caso de las plantas desarrolladas bajo cubierta de polietileno

también muestra que tuvieron el mayor número de vasos de xilema de diámetro pequeño.

Cuadro 14. Análisis de varianza para el número promedio de vasos de tamaño grande, medio y chico en pecíolos del cultivo del pepino. UAAAN, 2007

FV	G.L.	Cuadrados Medios		
		NPVTG	NPVTM	NVTCH
Tratamientos	5	1.122 **	0.518 ns	22.880 **
Bloques	2	0.355*	1.556 ns	3.157 ns
Error	10	0.085	0.541	1.969
CV(%)		9.89	18.93	16.66

CV= coeficiente de variación, NPVTG= número promedio de vasos de tamaño grande, NPVTM= número promedio de vasos de tamaño medio, NPVTCH= número de vasos de tamaño chico, ns= no significativo, \*\* = altamente significativo con  $P \leq 0.01$ .

Cuadro 15. Comparación de medias para el número promedio de vasos de tamaño grande, medio y chico en pecíolos del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.

Tratamiento	NPVTG	NPVTM	NPVTCH
Azul	3.1067 b	a	6.8867 bcd
Plástico	3.9967 a	a	12.1067 a
Rojo	2.3300 b	a	6.1067 cd
Negro	2.4400 b	a	9.4400 abc
Blanco	3.1067 b	a	10.7733 ab
Testigo	2.6633 b	a	5.2167 d

NPVTG= número promedio de vasos de tamaño grande, NPVTM= número promedio de vasos de tamaño medio, NPVTCH= número de vasos de tamaño chico, tratamientos con la misma literal dentro de la columna no difieren de sí.

El diámetro de los vasos de xilema es importante en la conducción de agua y sales minerales, resultando más importante en la conducción de agua el alto volumen de vasos de diámetro pequeño, ya que resultan más eficientes en la conducción de agua en forma vertical.

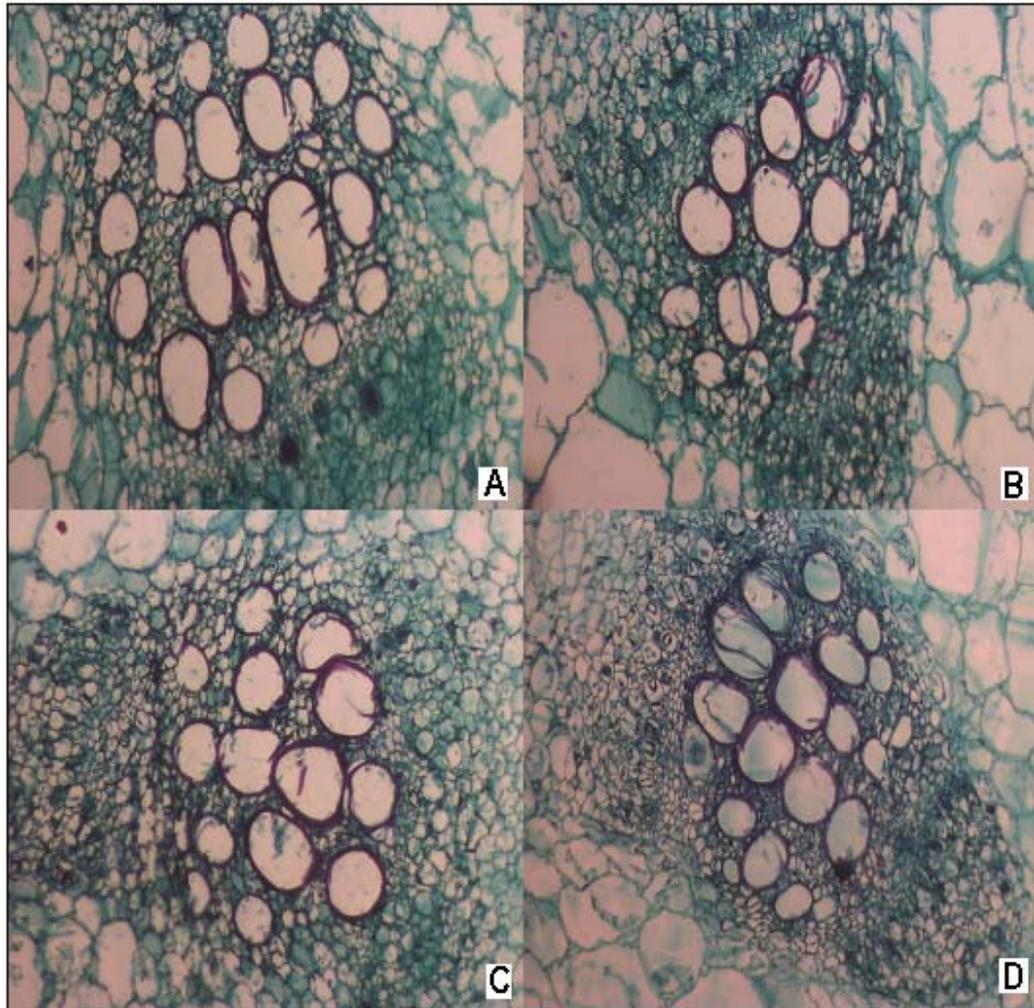


Figura 6. Microfotografía mostrando el tamaño de los vasos de xilema del tratamiento dos (A, C), que fue el que registro el mayor número de vasos de tamaño grande y chico, y tratamiento uno (B) uno de los que le siguieron y tratamiento cinco (D) que le siguió en número de vasos de tamaño chico, en el cultivo de pepino.

### **Área Promedio de Vasos de Tamaño Grande, Medio y Chico**

Los resultados obtenidos por el ANVA en las evaluaciones mostraron que no existen diferencias estadísticas significativas con  $P \leq 0.01$  entre tratamientos para área promedio de vasos de tamaño grande, medio y chico en cada uno de los tratamientos bajo estudio (Cuadro 16). Estos resultados probablemente se deban a que el tipo de cubierta no influye directamente sobre el tamaño de los vasos, aunque si en el numero de vasos de xilema de Tamaño grande y chicos.

Cuadro 16. Análisis de varianza para área promedio de vasos de tamaño grande, medio y chico en pecíolos del cultivo del pepino. UAAAN, 2007

Fuente de Variación	Grados de Libertad	Cuadrados Medios		
		APVTG $\mu\text{m}^2$	APVTM $\mu\text{m}^2$	APVTCH $\mu\text{m}^2$
Tratamientos	5	736448.000 ns	801139.188 ns	88483.203 ns
Bloques	2	2945600.000 ns	365880.000 ns	7782.000 ns
Error	10	337792.000	430833.594	132303.594
CV(%)		10.25	18.75	22.22

CV= coeficiente de variación, APVTG= área promedio de vasos de tamaño grande, APVTM= área promedio de vasos de tamaño medio, APVTCH= área de vasos de tamaño chico tratamientos, ns= no significativo.

### Número Total de Vasos por Haz Vascular y Área Total de Vasos de Xilema

Los resultados obtenidos por el ANVA muestran que existen diferencias estadísticas altamente significativas con  $P \leq 0.01$  entre tratamientos para número total de vasos por haz vascular y no significativas para área total de vasos por haz vascular (Cuadro 17). Lo anterior indica que el uso de mallas de colores o fotoselectivas modifican el número total de vasos de xilema pero no el área total de los vasos de xilema, esto indica que en algunos tratamientos muy probablemente las plantas funcionaron mas eficientemente en el transporte de agua, debido al mayor número de vasos de xilema de tamaño pequeño. Como se encontraron diferencias significativas entre tratamientos en la variable numero total de vasos de xilema, se realizo una comparación de medias donde se encontró que los pecíolos de plantas desarrolladas bajo cubierta de polietileno tuvieron el mayor número de vasos de xilema, esta tratamiento fue estadísticamente igual al tratamiento 5 y estadísticamente diferente del resto de los tratamientos. En la figura 7 se muestran las áreas en los tratamientos mas contrastantes en relación a número total de vasos de xilema, en el tratamiento dos con cubierta de polietileno se muestra una alta cantidad de vasos de xilema, mientras que el testigo se muestra un bajo numero de vasos de xilema. Esto indica que con el uso de cubiertas es posible modificar de manera

importante esta característica, básica para el transporte de agua y sales minerales en la planta.

Estos resultados se deben probablemente a que la cubierta plástica permite mayor entrada de luz y como consecuencia mayores temperaturas los cuales son factores de gran importancia en funciones como la fotosíntesis, transpiración, fototropismo, etc., ya que en este macrotúnel las plantas tuvieron mayor altura, mayor tamaño de hojas, etc., por tal razón el número total de vasos fue mayor debido a que la planta demandaba mayores cantidades de agua para satisfacer las necesidades en todos y cada uno sus procesos.

Cuadro 17. Análisis de varianza para número y área total de vasos por haz vascular en pecíolos del cultivo del pepino. UAAAN, 2007

Fuentes de variación	Grados de Libertad	Cuadrados Medios	
		NTVHV	ATVHV ( $\mu\text{m}^2$ )
Tratamientos	5	38.171581**	1694387.250 ns
Bloques	2	6.797363 ns	5541248.000 ns
Error	10	1.803955	1738201.625
CV(%)		8.81	12.19

CV= coeficiente de variación, NTVHV= número total de vasos por haz vascular, ATVHV= área total de vasos por haz vascular, \*\*= altamente significativo con  $P \leq 0.01$ , ns = no significativo.

Cuadro 18. Comparación de medias para el número y área total de vasos por haz vascular, en pecíolos del cultivo del pepino. UAAAN, 2007.

Tratamiento	NTVHV		ATVHV ( $\mu\text{m}^2$ )
Azul	14.1000	cd	a
Plástico	20.4333	a	a
Rojo	12.1000	cd	a
Negro	15.6533	bc	a
Blanco	18.1000	ab	a
Testigo	11.1000	d	a

NTVHV= número total de vasos por haz vascular, ATVHV= área total de vasos por haz vascular, tratamientos con la misma literal dentro de la columna no difieren de sí.

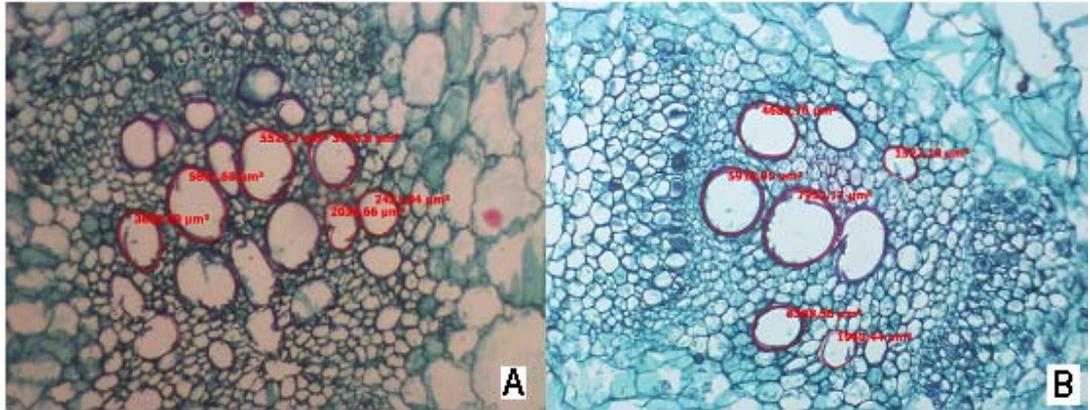


Figura 7. Microfotografía mostrando el número y área total de vasos de xilema en pecíolo de pepino bajo cubierta de polietileno (A) y sin cubierta (B).

## CONCLUSIONES

El macrotúnel con cubierta plástica fue el tratamiento que presentó los mayores valores en las variables estudiadas, como: largo de estomas por el haz y envés, ancho de estomas por el haz y envés, número de vasos de tamaño grande y chico así como el número total de vasos por haz vascular.

En todos los tratamientos estudiados; el ancho, largo y número de estomas así como el número de células tabloides fueron mayores por el haz de la hoja que por el envés de la misma.

El uso de cubiertas plásticas fotoselectivas influye significativamente en las características estomáticas y de los vasos de xilema.

El uso de mallas de colores, modificó las características de la radiación transmitida y por lo tanto sí influyó en la modificación de las características de los estomas, tanto del haz como del envés y en el número y área de los vasos de xilema.

Actualmente el uso de plásticos fotoselectivos en la agricultura es muy pobre por lo que es necesario seguir realizando trabajos de investigación en esta área.

## LITERATURA CITADA

- Ambienteplastico.com. mx. Agroplasticultura en México. Por Ma. Rosario Quezada Marín, Mar 30, 2005.
- Boletín No.1, marzo, 2007. Sistema de información e inteligencia de mercados. Situación del mercado estadounidense de pepino.
- Boletín. Perfil del mercado del pepino, 2007. Internacional, nacional y regional.
- Boletín. Comisión Veracruzana de Comercialización Agropecuaria, 2007. Perfil del pepino (*Cucumis sativus*).
- Boletín. Centro de investigación en alimentación y desarrollo, a.c. Situación actual de la industria hortofrutícola en México.
- Cruz B., J., A; Ibarra J., L; Flores V., J.; De la Cruz R.; 2004. Influencia de la temperatura en la zona radical y fotosíntesis del cultivo de pepino con películas plásticas de diversos colores”.
- Cruz B., J., A.; Ibarra J., L.; Cruz R., R., A.; Cedeño R., B.; 2005. Respuesta fisiológica y temperatura del suelo ocasionados por el acolchado plástico de diferentes colores en cultivo de papa.
- Hernández D., J.; Bacopulos E., T.; Robledo T., V.; Reyes S., V., M.; 2007. Evaluación de plántulas de pepino (*cucumis sativus* L.) bajo cubiertas plásticas fotoselectivas en macrotúneles.

- Hernández D., J.; Robledo T., V.; Ramírez R., H.; Bacopulos E., T.; 2006. Influencia de Películas Fotoselectivas en la Acumulación de Biomasa y Calidad de Trasplantes de Chile Ancho (*Capsicum annuum* L.).
- Hernández D., J.; Robledo T., V.; Ramírez R., H.; Bacopulos E., T.; 2006. Influencia de películas fotoselectivas en la acumulación de biomasa y calida de transplante de calabacita.
- Ibarra J., L.; Quezada M., M., R.; Munguía L., J.; Cedeño R., B.; 1999. Efecto del acolchado y microtuneles en el desarrollo y fotosíntesis de sandía y pepino.
- Ima.gob.pa.; Instituto de mercadeo agropecuario, 2007. Vigilancia competitiva del pepino.
- Jauralde Ignacio, articulo. Articulo para la revista SAMARUC de la Sociedad Acuariófila Valenciana. Efectos del espectro de luz sobre las funciones de las plantas.
- Jenni S., D. C; 1996. A heat unit model to predict growth and development of muskmelon to anthesis of prefect flowers. J. Amer. Soc. Hort. Sci.
- Mahotiere, S. Efecto de la luz solar sobre temperatura y movimiento de estomas en las hojas del cafeto (*Coffea arabica* L).
- MASCARINI L.; LANDINI A.; BOTIN L.; MASCARINI A.; ORDEN S.; VILELLA F. Influencia de la calidad de luz en la morfología de *Cyclamen persicum* cultivado bajo mallas de sombreo fotoselectivas.
- Mata I.; Baca P.; 1994. Ausencia de estomas en haz y envés en diferentes tipos de humedal en la mancha.

Morfología de Plantas Vasculares. Facultad de Ciencias Agrarias. 2001-2006.  
Universidad Nacional del Nordeste, Corrientes, Argentina.

Quezada M., R.; Munguía L., J.; Ibarra J., L.; De la Rosa I., J., M.: 1999. Efecto de acolchados fotoselectivos sobre la acumulación de material seco y rendimiento en cultivo de pimiento morón.

Robledo T., V. Hernández D., J.; Benavides M., A.; Ramírez G., F.; 2004. Comportamiento agronómico de plantulas de tomate de cáscara desarrolladas bajo cubiertas plásticas fotoselectivas.

Robledo T., V. M., A.; Ramírez G., F.; Zamora V., V.; Vázquez B., M., E.; 2005. Los acolchados plásticos fotoselectivos en el mejoramiento de calidad de la semilla de calabacita.