

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”

DIVISIÓN DE AGRONOMÍA



Influencia del Acolchado Plástico de Colores y el Desalinizador de
Suelos “BioDesal” Sobre el Sistema Vascular en el Cultivo de
Calabacita (*Cucúrbita pepo L.*)

Por:

HECTOR MIGUEL AMARAL CORRALES

T E S I S

Presentada como Requisito Parcial para

Obtener el Título de:

Ingeniero Agrónomo en Horticultura

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. Junio de 2004.

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
“ANTONIO NARRO”
DIVISIÓN DE AGRONOMÍA

Influencia del Acolchado Plástico de Colores y el Desalinizador de
Suelos “BioDesal” Sobre el Sistema Vascular en el Cultivo de
Calabacita (*Cucúrbita pepo L.*)

T E S I S

Presentada por:

HECTOR MIGUEL AMARAL CORRALES

Que se somete a consideración del H. Jurado Examinador como Requisito
Parcial para Obtener el Título de:

INGENIERO AGRÓNOMO EN HORTICULTURA

APROBADO POR:

Dr. Valentín Robledo Torres
Presidente

M. Sc. José G. Ramírez Mezquitic
Sinodal

Ing. Elyn Bacópulos Téllez
Sinodal

M. C. Francisca Ramírez Godina
Sinodal

M. C. Arnoldo Oyervides García
Coordinador de la División de Agronomía

Buenavista, Saltillo, Coahuila, México. Junio de 2004.

AGRADECIMIENTOS

A mi ALMA MATER gracias a la **Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro**, por haberme recibido en sus aulas para recibir los conocimientos que me ayudarán a abrirme paso en la vida y poner muy en alto el nombre de nuestra universidad.

Al **Dr. Valentín Robledo Torres** por haberme otorgado su amistad, su confianza y paciencia para realizar este trabajo de investigación, le agradezco profundamente sus consejos y las enseñanzas recibidas de su parte.

Al **Ing. Elyn Bacópulos Téllez, M. Sc. José G. Ramírez Mezquitic, M.C. Francisca Ramírez** por su colaboración en la revisión del presente trabajo y sobre todo por brindarme su amistad.

A la laboratorista **Lety Portos** por su orientación para la realización de este trabajo.

Gracias a todos los **compañeros de la Generación XCVI**, por brindarme su amistad durante todos estos años y espero que por muchos mas especialmente a Miguel A. Martínez, Lauro A. Esquivel, Selvin Osorio, Jacobo S. Barbosa y Gelacio Márquez.

Gracias al **Departamento de Horticultura** y todos los que en el laboran y que de una forma u otra contribuyeron a mi formación profesional.

Gracias a **Elizabeth y a Daniela** por todos los momentos que hemos compartido juntos, muchísimas gracias.

DEDICATORIA

A MIS PADRES

Sr. Martiniano Amaral Ramírez

Sra. Evelia Corrales Núñez

Muchas gracias queridos padres por haberme apoyado en todo momento durante la realización de mis estudios desde los primeros años hasta ahora que he terminado mi carrera profesional. Muchas gracias por todos sus consejos y su apoyo en los momentos difíciles y sobre todo muchas gracias por haberme dado la oportunidad de vivir. Gracias por todo el cariño, la comprensión, la confianza, el respeto y los valores que me han inculcado. Muchísimas gracias.

A MI HERMANO

Juan Amaral Corrales

Gracias por compartir muchos de los momentos felices de mi vida, por apoyarme en todo momento y por ser un ejemplo para mí. Muchas gracias.

A mi abuela ***Sra. Gabina Núñez*** y a mi prima ***Guadalupe Corrales*** quienes de una forma u otra me han apoyado y me han brindado su confianza y respeto. Muchas gracias.

Influencia del Acolchado Plástico de Colores y el Desalinizador de Suelos “BioDesal” Sobre el Sistema Vascular en el Cultivo de Calabacita (*Cucúrbita pepo L.*)

RESUMEN

El presente trabajo de investigación se inició en agosto de 2003 con el establecimiento del cultivo en campo y concluyó en febrero de 2004 en su etapa de laboratorio. La primera etapa se realizó en los terrenos del Departamento de Horticultura y la etapa de laboratorio se realizó en el laboratorio de Citogenética del Departamento de Fitomejoramiento de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro, la cual se ubica a 7 Km. al sur de la ciudad de Saltillo, Coahuila, México. El presente trabajo se llevó a cabo con el objetivo de estudiar el efecto de los acolchados plásticos de colores en combinación con un desalinizador de suelos en las características anatómicas del cultivo de calabacita cv. Zucchini Gray.

Se utilizó un diseño bloques al azar con parcelas divididas con tres repeticiones, con la intención de homogeneizar el trabajo, así como permitir no tener residuos del producto evaluado en los tratamientos en donde no se aplicó el mismo. Donde el factor A fue estudiar la respuesta anatómica de las plantas (No. de haces vasculares, No. de vasos de xilema y área total de los vasos de xilema) a la aplicación del BioDesal y a la no aplicación del mismo. El factor B, fue comparar la respuesta anatómica de las plantas a los diferentes colores de acolchado, siendo estos el blanco, negro, rojo, azul, verde y el testigo sin acolchar, completando así los 6 tratamientos.

Se obtuvieron las muestras vegetales de las plantas cultivadas que fueron secciones de tallo en una sola ocasión, de pecíolo en dos fechas diferentes (7 y

22 de Noviembre de 2003) y de pedúnculo también en las dos mismas fechas que el pecíolo. Estas muestras que se obtuvieron en campo se conservaron en un frasco con fijador FAA hasta el momento de hacer los cortes en el laboratorio para estudiar las variables anatómicas ya mencionadas.

En lo que se refiere a la respuesta del cultivo a la aplicación del producto desalinizador BioDesal en general no se encontraron diferencias en ninguna de las variables anatómicas estudiadas. En lo referente a la influencia del acolchado plástico de colores en general se encontró que para el número de vasos de xilema el acolchado verde fue el que mayor número de vasos de xilema presentó en un haz vascular. Para el área total de los vasos de xilema (μm^2) los colores de acolchado que más influyeron en esta variable fueron el negro y el azul. En el número de haces vasculares los acolchados que mejor influencia tuvieron fueron el verde y el azul.

ÍNDICE GENERAL

	PÁG.
INDICE DE CUADROS.....	i
RESUMEN.....	ii
INTRODUCCIÓN.....	1
Objetivos.....	2
Hipótesis.....	2
REVISIÓN DE LITERATURA.....	3
Origen e Historia.....	3
Clasificación Taxonómica.....	3
Requerimientos de Clima.....	4
Requerimientos de Suelo.....	4
Siembra.....	4
Fertilización.....	5
Generalidades del Acolchado de Suelo.....	5
Influencia de los Colores del Acolchado Sobre los Cultivos.....	7
Descripción del BioDesal.....	8
Beneficios al aplicar BioDesal.....	9
Aplicación.....	9
Dosificación.....	9
Anatomía.....	10
MATERIALES Y METODOS.....	11
Ubicación del Sitio Experimental.....	11
Clima.....	11
Materiales.....	12

Material Genético.....	12
Materiales Utilizados en Campo.....	12
Materiales Utilizados en Laboratorio.....	12
Métodos.....	13
Procedimiento Experimental.....	13
Establecimiento del Experimento.....	14
Siembra.....	14
Riegos.....	14
Aplicación del BioDesal.....	15
Composición del BioDesal.....	15
Obtención de las Muestras Vegetales para el análisis histológico.....	15
Pecíolo.....	15
Pedúnculo.....	16
Tallo.....	16
Deshidratación.....	16
Infiltración e Inclusión.....	17
Seccionamiento (cortes en el micrótopo).....	17
Coloración de las Muestras.....	18
Variables Evaluadas y Formas de Medición.....	19
Número de Haces Vasculares.....	19
Número Total de Vasos de Xilema.....	19
Área de los Vasos de Xilema.....	19
RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	20
Número de Haces Vasculares en Tallo.....	20
Número de Haces Vasculares en Pecíolo.....	20
Número de Haces Vasculares en Pedúnculo.....	23
Número de Vasos de Xilema por Haz Vascular en Tallo.....	25
Número de Vasos de Xilema por Haz Vascular en Pecíolo.....	26
Número de Vasos de Xilema por Haz Vascular en Pedúnculo.....	27
Área Total de Vasos de Xilema por Haz Vascular en Tallo.....	29

Área Total de los Vasos de Xilema por Has Vascular en Pecíolo.....	30
Área Total de los Vasos de Xilema por Haz Vascular en Pedúnculo...	32
CONCLUSIONES.....	35
LITERATURA CITADA.....	36

ÍNDICE DE CUADROS

Cuadro 1. Descripción de tratamientos.....	14
Cuadro 2. Composición porcentual del BioDesal.....	15
Cuadro 3. Número de haces vasculares en secciones de tallo en el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores.....	20
Cuadro 4. Número de haces vasculares en secciones de pecíolo (en el primer muestreo) en el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores.....	22
Cuadro 5. Número de haces vasculares en secciones de pecíolo (en el segundo muestreo) en el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores.....	22
Cuadro 6. Número de haces vasculares en secciones de pedúnculo (en el primer muestreo) en el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores.....	24
Cuadro 7. Número de haces vasculares en secciones de pedúnculo (en el segundo muestreo) en el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores.....	24
Cuadro 8. Número de vasos de xilema en secciones de tallo el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores.....	25

Cuadro 9. Número de vasos de xilema por haz vascular en secciones de pecíolo en el cultivo de calabacita (primer muestreo) con biodesalinizador y acolchado de colores.....	27
Cuadro 10. Número de vasos de xilema por haz vascular en secciones de pecíolo en el cultivo de calabacita (segundo muestreo) con biodesalinizador y acolchado de colores.....	27
Cuadro 11. Número de vasos de xilema por haz vascular en secciones de pedúnculo en el cultivo de calabacita (primer muestreo) con biodesalinizador y acolchado de colores.....	28
Cuadro 12. Número de vasos de xilema por haz vascular en secciones de pedúnculo en el cultivo de calabacita (segundo muestreo) con biodesalinizador y acolchado de colores.....	29
Cuadro 13. Área de vasos de xilema (μm^2) por haz vascular en secciones de tallo en el cultivo de calabacita con un biodesalinizador y acolchado de colores.....	30
Cuadro 14. Área de vasos de xilema (μm^2) por haz vascular en secciones de pecíolo (primer muestreo) en el cultivo de calabacita con un biodesalinizador y acolchado de colores.....	31
Cuadro 15. Área de vasos de xilema (μm^2) por haz vascular en secciones de pecíolo (segundo muestreo) en el cultivo de calabacita con un biodesalinizador y acolchado de colores.....	32
Cuadro 16. Área de vasos de xilema (μm^2) por haz vascular en secciones de pedúnculo (primer muestreo) en el cultivo de calabacita con un biodesalinizador y acolchado de colores.....	33

Cuadro 17. Área de vasos de xilema (μm^2) por haz vascular en secciones de pedúnculo (segundo muestreo) en el cultivo de calabacita con un biodesalinizador y acolchado de colores.....34

INTRODUCCIÓN

La calabacita es una de las hortalizas más importantes en México por la superficie sembrada y por su alta redituabilidad, fácil manejo y gran demanda de mano de obra (Faxsa, 2000).

La calabacita se cultiva ampliamente en México, de ella se consumen principalmente los frutos tiernos, siendo un alimento muy importante dentro de la gastronomía mexicana, en forma muy reducida se consumen los tallos y las hojas frescas (INEGI, 1998).

En la actualidad, la calabacita se ha convertido en un producto de exportación, permitiendo con ello generar divisas. Los principales países importadores de esta hortaliza, en orden de importancia son: E.U., Japón, Francia, Alemania y Canadá. Por el lado de los oferentes, más del 85% de las exportaciones se concentran en tres países, que son México, España y Nueva Zelanda (ASERCA, 1999).

A nivel nacional, en el periodo Primavera – Verano de 2001 la superficie sembrada de calabacita fue de 13,697 has, de las cuales se cosecharon 13,239 has obteniéndose una producción de 181,084 toneladas, lo que representa un rendimiento promedio de 13.67 ton/ha. Mientras que para el periodo Otoño – Invierno de 2001/02 la superficie sembrada fue de 15,891 has, cosechándose 15,555 has, obteniendo una producción de 184,756 con un rendimiento de 11.87 ton/ha (SIACAP, 2002).

A nivel regional, el estado de Coahuila reporta una superficie sembrada para el ciclo Primavera – Verano de 2001 de 80 has con un rendimiento de 20.31

ton/ha y para el ciclo Otoño – Invierno de 2001/02 se reportaron 27 has con un rendimiento de 22.29 ton/ha (SIACAP, 2002).

La importancia de producir calabacita se ha incrementado considerablemente, cada vez hay más superficie sembrada de este cultivo, lo que ha obligado a cambiar las formas de producir, que van desde un manejo rustico en huertos familiares con bajos rendimientos, hasta la utilización de nuevas técnicas de producción con fertirriego y el uso de acolchados plásticos, para satisfacer la demanda de esta hortaliza en cantidad y calidad que cada vez es mayor.

Para lograr incrementos en los rendimientos y calidad de la producción resulta importante conocer mas de las respuestas fisiológicas, anatómicas internas de la planta, de ahí la importancia del presente trabajo, dado que no existe información al respecto. Por lo tanto el presente trabajo se realizó con los siguientes:

Objetivos

- a). Estudiar la repuesta del cultivo de calabacita a la aplicación de un desalinizador de suelo.
- b). Estudiar la influencia de los acolchados plásticos de colores sobre las características de los vasos de xilema.

A fin de cumplir con los objetivos establecidos se plantearon las siguientes hipótesis:

Hipótesis

- a) Los colores del acolchado no modifican las características de los vasos de xilema
- b) El BioDesal no modifica las características de los vasos de xilema en el cultivo de calabacita.

REVISIÓN DE LITERATURA

Origen e Historia

La calabacita es considerada originaria de México y América Central (Vavilov, 1951), de donde fue distribuida hacia América del Norte y América del Sur. Sus orígenes se remontan hacia el año 7,000 a. de C (Whitaker y Davis, 1962).

Clasificación Taxonómica

La clasificación taxonómica de la calabacita es la siguiente:

Reino..... Vegetal

Clase..... Angiospermae

Orden..... Cucurbitales

Familia..... Cucurbitaceae

Género..... *Cucúrbita*

Especie..... *pepo*

(Pérez, 1997).

Requerimientos de Clima

La calabacita (*Cucúrbita pepo L.*) es una hortaliza de clima cálido, por tal motivo no resiste heladas, no responde al fotoperíodo. La temperatura para que ocurra la germinación de las semillas debe ser mayor de 15°C, siendo el rango óptimo de 22° a 25°C, la temperatura para su desarrollo se encuentra entre los 18° a 35°C (Guenko, 1983).

Necesita una humedad relativa entre 65 y 80%. Necesita alta luminosidad (Serrano, 1979).

Requerimientos de Suelo

La calabacita (*Cucúrbita pepo L.*) prácticamente se puede cultivar en cualquier tipo de suelo, siendo los mas adecuados aquellos ricos en materia orgánica, con buena profundidad y humedad. En lo que se refiere al pH, es una hortaliza moderadamente tolerante a la acidez, ubicándose en un rango de 5.5 a 6.8; en lo que se refiere a la salinidad, es medianamente tolerante, ubicándose en valores que van de 2,560 a 3,840 ppm (4 a 6 mmhos) (Richards, 1954; Maas, 1984). Es un cultivo exigente que requiere alta humedad en el suelo, sin que ésta llegue al encharcamiento (Serrano, 1979).

Siembra

Esta hortaliza generalmente se siembra de manera directa, pero actualmente se utiliza el transplante teniendo un alto porcentaje de prendimiento en el campo, para transplante se utilizan charolas de plástico o poliestireno de 72 a 128 cavidades debido a que tiene un sistema radicular muy extenso. El momento adecuado del transplante es cuando la planta tiene de dos a tres hojas verdaderas (Faxsa, 2000).

Fertilización

En lo que se refiere a la fertilización comercial, se reportan las siguientes fórmulas:

INIFAP	80 – 60 – 00
Sonora	130 – 90 – 00
Puebla	120 – 80 – 00

(Valadez, 1998).

Generalidades del Acolchado de Suelo

El gran auge de la agricultura intensiva se inició precisamente con los acolchados, que consiste en la cobertura del suelo con una película de plástico. El material mas utilizado para esta actividad es el polietileno de baja densidad y puede variar en el color, anchura, calibres y en la forma de procesado (Arrazate, 1997).

En México el uso de los plásticos en la agricultura se inicia en los años 60's con la utilización de sistemas de riego por goteo en vid y manzano, y es a finales de los 70's que empieza el desarrollo e implementación de otros materiales plásticos para riego por goteo en la agricultura intensiva, como las cintas de riego que inicialmente fueron utilizadas en tomate obteniéndose buenos resultados lo que propició que se utilizaran en otros cultivos (Reyes, 1992). En el mundo se acolchan con plástico alrededor de cuatro millones de hectáreas según el Comité Internacional para Plásticos en la Agricultura (Ramírez, 1996).

En México los cultivos en los que se utiliza el acolchado de suelos son aquellos de alta demanda en el mercado exterior o que llegan a tener un valor agregado al ser procesados, como: el tomate, sandia, chile, melón, pepino y calabazas (Reyes, 1992).

Generalmente las películas utilizadas son plásticos de 40 micras de espesor, de 1.20 a 1.75 m de ancho, con un promedio de vida útil de 2 años, los colores mas usados son el transparente, rojo, blanco y negro, aunque son el blanco y el negro los que mas se utilizan (Castaños, 1993).

Se ha demostrado que no solamente hay una respuesta favorable de los cultivos al medio ambiente creado bajo el acolchado; el color del plástico puede influenciar a la planta al modificar la cantidad y calidad de la luz que es reflejada por la superficie acolchada. Esta luz reflejada puede afectar el crecimiento del cultivo así como la incidencia de insectos sobre éste (Burgueño, 1994). El color también determina la temperatura de la superficie del acolchado así como la temperatura del suelo. Mientras los primeros se centraron en tres colores: negro, blanco e incoloro transparente; trabajos recientes han incluido el amarillo, azul, rojo, verde, anaranjado, gris y plateado. Las propiedades específicas difieren no sólo por el color, sino por el matiz del mismo (Aylsworth, 1997).

A continuación se mencionan algunas características de los colores de acolchados más importantes:

Polietileno Negro: El plástico negro opaco no transmite la radiación visible comprendida entre 0.3 y 0.8 micras de longitud de onda, por lo que no hay fotosíntesis, lo que provoca la ausencia de malezas bajo el plástico (Luis, 1994).

En cuanto a las radiaciones calóricas; el polietileno negro absorbe alrededor del 80% o más, elevando su temperatura, lo que en ocasiones puede provocar quemaduras de las hojas que están en contacto con el polietileno. El resto de las radiaciones calóricas que recibe se reflejan o se transmiten en baja proporción (Agroguías, 1998).

El acolchado negro absorbe el 95%, refleja el 5% y casi no transmite radiación solar, debido a que la conductividad térmica del suelo es mayor que la

del aire. Una gran parte de la energía absorbida por el polietileno negro puede ser transferida al suelo por conducción, si es que existe un buen contacto entre el plástico y el suelo (Ramírez, 1996).

Polietileno Blanco: tiene la mayor reflexión de luz fotosintética (65 – 75%), mientras que el negro tiene la menor (5%); entre estos dos colores se encuentran de mayor a menor, el plateado (30%), el rojo (7 – 25%) y el transparente (10%). El plástico blanco sobre el negro al igual que el plateado y blanco son los más recomendables para los meses calientes (Marzo a Octubre), ya que bajan la temperatura del suelo, permitiendo con esto que se manifiesten todas las bondades del acolchado. Estos plásticos reflejan la mayor parte de la radiación solar hacia el follaje de las plantas, lo que aumenta su actividad fotosintética, esto ocurre principalmente en los de superficie blanca (Ramírez, 1996).

Otros Plásticos: el plástico verde marrón transmite aproximadamente el 60 a 75% de radiación visible (depende de la intensidad de la coloración), los plásticos metalizados, reflejan una gran parte del calor que reciben (Luis, 1994).

El acolchado transparente produce las temperaturas de suelo más altas, seguido del rojo, amarillo, azul, IRT (InfraRed Transmitted), negro, gris y blanco. El rojo, azul, anaranjado y amarillo reflejan diferentes patrones de radiación hacia la planta, lo que afecta la fotosíntesis. Estos acolchados calientan el suelo un poco más que el negro (Ramírez, 1996).

Influencia de los Colores del Acolchado Sobre los Cultivos

El color del acolchado de suelo determina el comportamiento de la energía radiante y la influencia de ésta sobre el microclima existente alrededor del cultivo. La respuesta de las plantas es influida por la interacción que existe entre la calidad de la luz reflejada por la superficie del acolchado y la habilidad que cada color posee para elevar la temperatura del suelo. Dependiendo de los colores del

acolchado (reflexión, transmisión y absorción), será el grado de influencia que éste tenga sobre la temperatura del suelo, sobre el follaje del cultivo, así como en el desarrollo de malezas, precocidad, rendimiento y calidad de la cosecha y duración de la película (Ramírez, 1996).

Descripción del BioDesal

BioDesal es un producto biológico formulado a base de microorganismos desalinizadores de origen animal en estados viables (vivos), concentrados en una solución energizada con nutrimentos vegetales, que al liberarse en el suelo se multiplican e incrementan la actividad bacteriana, provocando cambios físicos y químicos que contrarrestan los efectos dañinos que sobre la microflora y la disponibilidad de elementos nutrimentales provocan las acumulaciones de sales, carbonatos y sodio presentes en el suelo, así como las que se incorporan en el agua de riego y con el uso intensivo de fertilizantes químicos (BioAgroMex, 2000).

BioDesal flocula, precipita e inmoviliza las sales y carbonatos que propician que aumente la retención del agua por el suelo, haciendo más difícil la absorción de agua y nutrientes por las raíces; en este tipo de suelos el principal problema es una elevada presión osmótica en la columna del suelo, por lo que la planta tiene un mayor gasto energético para la absorción de nutrimentos solubles (BioAgroMex, 2000).

Al aplicar BioDesal se aportan millones de bacterias que se multiplican en la medida en que existan fuentes de sales, carbonatos, materias orgánicas y humedad. BioDesal no sufre degradación al exponerse directamente a los rayos solares o a temperaturas superiores a los 40°C, ya que esto provoca mayor desarrollo del número de bacterias desalinizadoras que al alimentarse mantienen la conductividad eléctrica del suelo en un nivel bajo por un periodo de 10 a 15 días (BioAgroMex, 2000).

Beneficios al aplicar BioDesal

- Reduce la salinidad y sodicidad del suelo al liberar el sodio y sales presentes en los coloides del suelo.
- Eleva la porosidad y aireación del suelo permitiendo un mejor desarrollo radicular y mayor aprovechamiento del nitrógeno del aire.
- Aumenta la penetración del agua en el suelo, mejorando la eficiencia de los riegos.
- Reduce la compactación del suelo.
- Aumenta la movilidad de las soluciones en el suelo.
- Incrementa notablemente la fauna microbiana.
- Incrementa el % de germinación.
- Equilibra la capacidad de intercambio de iones.
- Promueve la formación de agregados orgánicos (M.O.)

Aplicación

BioDesal puede aplicarse al suelo por medio de cualquier tipo de riego, sea rodado por gravedad, presurizado (goteo, aspersion, micro aspersion, cintilla) ó por inyección al costado del surco, se recomienda aplicar el producto en la primera mitad del riego ya que así se facilita la floculación, solubilidad y drenado de las sales y carbonatos fuera de la zona radicular de los cultivos (BioAgroMex, 2000).

Dosificación

1. Se recomienda aplicar 10 litros en el primer riego y 5 litros por riego en los siguientes, hasta completar la dosificación recomendada por ciclo.
2. En riegos por goteo o cintilla se recomienda aplicar 5 litros por semana hasta completar la dosificación por ciclo.

3. Se deben usar las dosis mínimas en cultivos tolerantes ó en condiciones de baja salinidad y las dosis máximas en cultivos sensibles y en suelos con alta salinidad.
4. En condiciones de altas temperaturas y alta luminosidad emplee las dosis máximas y aumente la frecuencia de aplicaciones (BioAgroMex, 2000).

Anatomía

En investigaciones realizadas sobre la anatomía de un tallo, se encontró que los factores mas importantes en la conducción de agua, son el diámetro y la cantidad de vasos de xilema en el haz vascular (Zimmermann, 1981; 1983 y Nemeč et al, 1975). El efecto de salinidad durante el desarrollo y crecimiento de frutos de tomate ocasionó mayor número de haces vasculares y vasos de xilema (Belda et al, 1993). El ancho del vaso es más eficiente que el largo durante la conducción del agua (Carlquist, 1975 y Passioura, 1972). Estudios realizados en cítricos sobre las estructuras anatómicas del xilema, la densidad y diámetro total de los elementos del vaso, donde cada uno de los elementos del vaso tuvo un diámetro de 80 μm y el área total fue de 77,106 μm^2 (Vasconcellos y Castle, 1994), mientras los vasos más pequeños fueron de 35 μm a 40 μm de diámetro. Los vasos varían mucho en la longitud dentro de la misma misma planta aun rango de 0.01 a 10 mm (Zimmermann, 1983).

MATERIALES Y METODOS

Ubicación del sitio experimental

El presente trabajo de investigación se realizó en dos etapas, la primera de ellas fue la de campo de donde se obtuvieron las muestras vegetales, esta etapa se realizó en el ciclo agrícola Otoño – Invierno de 2003 en los terrenos del Departamento de Horticultura, de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro., la segunda etapa del trabajo se llevó a cabo del 21 de Enero al 16 de Febrero de 2004, en el Laboratorio de Citogenética ubicado en el Departamento de Fitomejoramiento, de la Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro., en Buenavista, Saltillo, Coahuila, México, localizada geográficamente entre las coordenadas de 25° 22' Latitud Norte y 101° 22' Longitud Oeste, a una altitud de 1724 msnm.

Clima

El clima se clasifica dentro del tipo Bwhw (x') seco, semicalido, con invierno fresco extremo y templado, con lluvias principalmente en verano. Se registra una temperatura media anual de 19.8°C con una oscilación de 10.4°C. Los meses más cálidos son Junio, Julio y Agosto registrando temperaturas máximas de 37°C. Los meses más fríos son Diciembre y Enero presentando temperaturas de hasta 10°C bajo cero. La temporada de lluvias se presenta de Junio a Octubre, teniendo una precipitación media anual de 298.5 mm. El mes más lluvioso es Junio mientras que el más seco es Marzo.

Materiales

Material genético

La variedad utilizada fue la Zucchini Gray, que se caracteriza por presentar frutos de color verdoso con manchas grises, forma cilíndrica y erecta, de una longitud de 15 – 22 cm., la parte comestible es blanco verdosa. Es una variedad de ciclo corto y alta adaptación a la mayoría de las zonas productoras. Es muy productiva (Faxsa, 2000).

Materiales utilizados en campo

Rastrillo

Azadón

Cinta métrica

Plásticos de diferentes colores (blanco, negro, rojo, azul y verde)

Cintilla de riego de ½ “

Mochila de aspersion

Navaja

Frascos

Semilla

Bomba eléctrica de ½ h.p.

Materiales utilizados en laboratorio

Estufa

Micrótopo rotario (modelo AO 860).

Portaobjetos

Cubreobjetos

Vasos

Mechero

Adhesivo de harp
Parafina
Muestras vegetales (tallos, pecíolos y pedúnculos)
Alcohol (absoluto, al 70%, al 85%, de 96°)
Xilol
Agua (destilada y corriente)
Safranina al 1%
Fast Green
Carbol xilol
Bálsamo de Canadá
Microscopio
Estereoscopio
Etiquetas

Métodos

Procedimiento experimental

El cultivo se estableció bajo el diseño experimental de bloques al azar con arreglo en parcelas divididas con tres repeticiones. Donde el factor A fueron los niveles de BioDesal (A1: con BioDesal y A2: sin BioDesal) y el factor B, cinco colores de acolchado plástico (B1: blanco, B2: negro, B3: rojo, B4: azul, B5: verde y B6: testigo sin acolchar).

El presente trabajo consistió en los tratamientos antes mencionados y tres repeticiones; la parcela útil consistió de 11 plantas con competencia completa.

Cuadro 1. Descripción de tratamientos.

Tratamientos	Factor A	Factor B
1	Con BioDesal	Acolchado blanco
2		Acolchado negro
3		Acolchado rojo
4		Acolchado azul
5		Acolchado verde
6		Testigo sin acolchar
1	Sin BioDesal	Acolchado blanco
2		Acolchado negro
3		Acolchado rojo
4		Acolchado azul
5		Acolchado verde
6		Testigo sin acolchar

Establecimiento del experimento

Siembra

Se realizó en forma manual el día 27 de Agosto de 2003, habiéndole dado un riego previo. Se utilizaron 3 semillas por cavidad en todos los tratamientos, con el objetivo de tener una población de plantas uniforme (11 Ptas. / tratamiento/ repetición).

Riegos

Se realizó un riego pesado antes de sembrar, para tener una germinación y emergencia adecuadas. Después se regaba cada tres días durante 5 horas.

Aplicación del BioDesal

Se realizaron dos aplicaciones con BioDesal, la primera se hizo 20 días después de la siembra y la segunda aplicación se realizó 20 días después de la primera.

Composición del BioDesal

Cuadro 2. Composición porcentual del BioDesal

Composición	% de Peso
Concentrado biológico de microorganismos desalinizadores	65.00
<i>Saccharomyces cerevisiae</i>	5.00
Extractos vegetales como fuente energética para el desarrollo de los microorganismos	3.50
Nutrimientos en solución neutra (C, H, O, N, Ca, Na, K, Fe)	4.00
Diluyentes y acondicionadores naturales	22.50
Total	100.00

Obtención de las Muestras Vegetales para el Análisis Histológico

Pecíolo

Esta práctica se realizó en dos fechas diferentes la primera el 7 de Noviembre de 2003 y la segunda el 22 del mismo mes. Se escogieron dos plantas por tratamiento por repetición y a éstas se les cortó toda la hoja completa (foliolo y pecíolo) para posteriormente obtener una muestra de pecíolo, una vez que se tenían las muestras éstas se colocaron en frascos con fijador FAA (5 CC. de formaldehído 40%, 90cc de alcohol al 70% y 5cc de ácido Acético glacial), cuya

función es la de matar el tejido sin distorsionarlo, además de hacerlos firmes para su manejo.

Pedúnculo

Las muestras de pedúnculo se obtuvieron en dos fechas distintas (7 y 22 de Noviembre de 2003), al momento de cosechar los frutos a los cuales se les cortó un pedazo de pedúnculo, para tener cuatro muestras por tratamiento por repetición, las muestras obtenidas se colocaron en frascos con el fijador FAA.

Tallo

La obtención de las secciones de tallo solo se realizó en una sola fecha que fue el 22 de Noviembre de 2003, esta práctica consistió en tomar dos plantas por tratamiento por repetición y así obtener secciones del tallo, las que se colocaron en frascos con el fijador FAA.

Deshidratación

Los pecíolos, pedúnculos y tallos ya fijados pasaron al proceso de deshidratación que consistió en quitar el agua de los tejidos, lavarlos y darles firmeza, para esto los cortes pasaron por soluciones deshidratantes como sigue:

10:15 a.m.: Alcohol al 70 %

12:15 p.m.: Alcohol al 85 %

2:15 p.m.: Alcohol de 96° + Eosina

4:15 p.m.: Alcohol de 96°

6:15 p.m.: Alcohol Absoluto I

8:15 p.m.: Alcohol Absoluto + Xilol (3:1)

10:15 p.m.: Alcohol Absoluto + Xilol (1:1)

12: 15 a.m.: Alcohol Absoluto + Xilol (1:3)

10:15 a.m.: Xilol Puro I.

Infiltración e Inclusión

Se colocaron los frascos con los tejidos en la estufa a 35°C con xilol mas parafina cerrados por 24 hrs, después de este tiempo se les agregó mas parafina pura y se elevó la temperatura a 45°C por 24 hrs, se cambió la temperatura a 50°C y se hizo el cambio de parafina pura vaciando la parafina con xilol en otro frasco; en el último paso de la infiltración se agregó más parafina y se elevó la temperatura a 60°C, se utilizaron vasitos desechables como moldes, se vació parafina en estos para hacer una base, enseguida se pasaron los tejidos al molde y cuando la parafina estaba casi sólida, se colocaron las etiquetas y se dejaron a temperatura ambiente a solidificar.

Seccionamiento (cortes en el micrótomos)

1.- Se removi6 cuidadosamente del bloque de parafina un pedazo que contenía el tejido que se deseaba seccionar, con una navaja de un solo filo se removi6 la parafina en forma de "v" en los cuatro lados del bloque donde qued6 a la vista la muestra con el tejido.

2.- Se mont6 el pedazo de parafina que contenía el tejido sobre una platina caliente para que se adhiriera la muestra y alrededor poner fragmentos de parafina con una espátula con el fin de que quede fija.

3.-Se coloc6 la platina con el tejido en el micrótomos y la cuchilla con la que se hicieron los cortes.

Se regularon las micras en el micrótomos las cuales fueron de 13 micras, el cual se maneja manualmente hasta obtener una cinta de parafina con el tejido y se acomod6 en la superficie de la mesa para montarlas en los portaobjetos.

4.- Se colocaron portaobjetos 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 quedaron fijas las

muestras en el porta objetos, se colocaron en una gradilla en el cual se secaron mínimo 24 hrs. máximo 4 días.

Coloración de las Muestras

La coloración juega un papel de suma importancia para obtener laminillas que permitan apreciar con detalle las estructuras que más interesan, por lo que se debe de lograr un alto contraste entre los tejidos, ya que esto facilita el trabajo. Se usa la doble coloración de safranina, fast-green que consistió en poner los tejidos en cajas coplin para desparafinar de la siguiente manera:

Xilol I: 10 Minutos (todos)

Xilol II: 10 Minutos (todos)

Xilol III: 10 Minutos (todos)

Alcohol Absoluto: Enjuague (todos juntos)

Alcohol de 96°: Enjuague (todos juntos)

Alcohol al 70%: Enjuague (todos juntos)

Agua Corriente: Enjuague (todos juntos)

Safranina al 1%: 10 Minutos (todos) se prepara con agua destilada

Agua Corriente: Enjuague (uno por uno)

Agua Destilada: Enjuague (uno por uno)

Alcohol de 96°: Enjuague (uno por uno)

Fast Green: 10 Segundos (uno por uno) se prepara con alcohol de 96°

Alcohol de 96°: Enjuague (uno por uno)

Alcohol Absoluto: Enjuague (uno por uno)

Carbol Xilol: 10 Minutos a partir de que llega el último portaobjeto

Xilol I: se dejan hasta montar

Xilol II: se dejan hasta montar

Xilol III: se deja hasta montar

Se sacaron las muestras una por una, se limpió el exceso de xilol y sé montaron en portaobjetos con bálsamo de Canadá y se colocaron en una gradilla

en la cual permanecieron hasta que se secaron, y así se hizo el análisis y toma de fotografías al microscopio.

Variables Evaluadas y Formas de Medición

Número de haces vasculares

Se realizó el conteo en el estereoscopio en un tejido por repetición y se obtuvo una media del número de haces vasculares por tratamiento.

Número total de vasos de xilema

Ésta se realizó con la ayuda de un microscopio compuesto, los tallos se observaron con el objetivo de 10X, mientras que los pecíolos y los pedúnculos se observaron con el de 40X. Se escogió un haz vascular por repetición y a éste se le contaron el número total de vasos de xilema y se sacó el valor medio.

Área de los vasos de xilema

Para medir esta variable se ocupó un micrómetro colocado en el microscopio, se tomó el largo y el ancho de los vasos de xilema en micras (μ), se registraron dos vasos grandes, dos medianos y dos chicos. Una vez que se tenían los datos para calcular el área promedio de los vasos de xilema (μm^2) se aplicó la fórmula de la elipse, $\pi ab/4$, en donde a y b corresponden a los diámetros mayor y menor. El área total de los vasos de xilema, se estimó multiplicando el área promedio de los vasos por el número total de éstos en un haz vascular, esto se hizo en tallos, pecíolos y pedúnculos.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

Número de Haces Vasculares en Tallo

El análisis de varianza realizado a la presente variable no mostró diferencias significativas para el factor A, Factor B o interacción de A x B. Indicando que el número de haces vasculares no fue modificado por la aplicación del desalinizador, ni con el uso de acolchado de colores. La diferencia entre el tratamiento con biodesal y sin biodesal son mínimas no resultando estadísticamente diferentes, para el factor B tampoco se observó diferencia estadística significativa pero si existió diferencia numérica siendo el tratamiento 4 el que mayor número de haces vasculares presentó con 6.25 seguido del tratamiento 2 con 6.00 haces vasculares (Cuadro 3).

Cuadro 3. Número de haces vasculares en secciones de tallo en el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	5.50	5.50	6.00	6.00	5.50	5.50	5.58
2. Sin Biodesal	5.50	6.50	5.00	6.50	5.50	3.50	5.41
Media B	5.50	6.00	5.50	6.25	5.50	4.25	

Nivel de significancia (DMS, $p=0.05$)

Número De Haces Vasculares en Pecíolo

En el factor A no existe diferencia estadística significativa, solo existe diferencia numérica siendo ésta mínima (Cuadro 4). El análisis de varianza

realizado muestra diferencias estadísticas significativas entre colores de acolchado (Factor B), donde el tratamiento con acolchado rojo y el testigo presentaron los mayores valores (13.25 haces vasculares), mientras que el tratamiento estadísticamente inferior en cuanto a número de haces vasculares fue el tratamiento con acolchado blanco.

En la interacción A x B se encontró diferencia estadística significativa. En el factor A_1 el mejor tratamiento fue el número 3 el cual presentó 13.5 haces vasculares y fue estadísticamente igual al tratamiento 2 y 6 con 13.00 y 12.50 haces vasculares respectivamente. En el factor A_2 el mejor tratamiento fue el número 6 (testigo) el cual presentó 14.00 haces vasculares y fue estadísticamente igual a los tratamientos 5 y 3 los cuales presentaron 13.00 haces vasculares cada uno (Cuadro 4).

En el análisis de varianza aplicado a la variable número de haces vasculares en pecíolo del segundo muestreo, nuevamente no se encontraron diferencias significativas en el factor A, así mismo los valores medios son muy similares a los observado en el primer muestro, lo cual indica que el número definitivo de haces vasculares ya estaba definido desde la primer fecha de muestreo que ocurrió 70 días después de la siembra.

A diferencia del factor A, el factor B si mostró diferencias estadísticas significativas resultando los mejores tratamientos el 4 y 5 con 13.00 haces vasculares cada uno, como se muestra en el Cuadro 5.

En la interacción A x B si existen diferencias estadísticas significativas, siendo en el factor A_1 los mejores tratamientos el 2, 4 y 5 con 13.00 haces vasculares cada uno y el tratamiento 1 con 12.50 haces vasculares. En el factor A_2 también se presentaron diferencias estadísticas significativas; aquí los mejores tratamientos fueron de nueva cuenta el 4 y 5 con 13.00 haces vasculares cada uno de ellos, seguidos de los tratamientos 1 y 6 con 12.00 haces vasculares cada

uno (cuadro 4). En el Cuadro 5 se puede observar que los mejores tratamientos del Factor A₁, no coinciden con los mejores tratamientos del factor A₂, lo cual indica que el cultivo no respondió de la misma manera a la aplicación de Biodesal y colores de acolchado, igualmente los mejores tratamientos en el primer muestreo no coinciden con los mejores tratamientos en el segundo muestreo, lo cual indica que los colores de acolchado sí influyeron en el número de haces vasculares en 15 días que hubo entre el primero y segundo muestreos.

Cuadro 4. Número de haces vasculares en secciones de pecíolo (en el primer muestreo) en el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	10.5c	13.0ab	13.5a	12.0b	10.5c	12.5ab	12.00
2. Sin Biodesal	12.0bc	11.5c	13.0ab	11.5c	13.0ab	14.0a	12.50
Media B	11.25c	12.25b	13.25a	11.75bc	11.75bc	13.25a	

Nivel de significancia (DMS, p=0.05)

Cuadro 5. Número de haces vasculares en secciones de pecíolo (en el segundo muestreo) en el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	12.5a	13.0a	11.5b	13.0a	13.0a	11.5b	12.41
2. Sin Biodesal	12.0b	11.0c	11.5bc	13.0a	13.0a	12.0b	12.08
Media B	12.25b	12.00bc	11.50c	13.00a	13.00a	11.75bc	

Nivel de significancia (DMS, p=0.05)

Número de Haces Vasculares en Pedúnculo

Al igual que la anterior variable, para el factor A no se presentaron diferencias estadísticas significativas solo hubo diferencias numéricas, siendo éstas mínimas, resultando el Factor A_2 el que mas número de haces vasculares presentó (Cuadro 6). Como se muestra en el Cuadro 6 para el factor B si existen diferencias estadísticas altamente significativas siendo el tratamiento 4 (30.75 haces vasculares) estadísticamente igual al tratamiento testigo y estadísticamente superior al resto de los tratamientos. Mientras que el tratamiento con acolchado blanco fue el que presentó el menor número de haces vasculares.

En la interacción A x B, existieron diferencias estadísticas altamente significativas, para el factor A_1 el mejor tratamiento fue el 6 con 34.00 haces vasculares, y fue estadísticamente igual al tratamientos 4 con 31.50. Mientras que en el factor A_2 el tratamiento estadísticamente superior fue el tratamiento con acolchado de color rojo y el más bajo fue el testigo, lo anterior indica que el cultivo respondió de diferente forma con la aplicación de biodesal en comparación con el acolchado y aplicación sin biodesal.

El análisis de varianza aplicado a la variable número de haces vasculares en pedúnculo en el segundo muestreo, reveló diferencias estadísticas significativas en el factor A, siendo el tratamiento A_1 estadísticamente superior en el número de haces vasculares con 27.50 (cuadro 7). En el factor B también existió diferencia estadística significativa presentándose como los estadísticamente superiores los tratamientos el 5, 4 y 1 con 27.50 haces vasculares cada uno.

En la interacción A x B, también existen diferencias estadísticas, para el factor A_1 las diferencias son altamente significativas siendo el mejor tratamiento número 1 que presentó 33.50, seguido del tratamientos 5 con 31.00 y fueron estadísticamente iguales, mientras que el testigo, fue significativamente inferior.

En el factor A₂ Los tratamientos 6, 4 y 2 fueron los que presentaron los mayores valores y fueron estadísticamente iguales.

Cuadro 6. Número de haces vasculares en secciones de pedúnculo (en el primer muestreo) en el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	22.0c	25.0c	22.5c	31.5ab	30.0b	34.0a	27.50
2. Sin Biodesal	29.0bc	31.0ab	33.0a	30.0ab	26.0cd	25.5d	29.08
Media B	25.50c	28.00b	27.75bc	30.75a	28.00b	29.75ab	

Nivel de significancia (DMS, p=0.05)

Así mismo los datos presentados en los cuadros 7 y 8 muestran diferentes comportamientos lo cual indica que el número de haces vasculares en el pedúnculo de calabacita cambio del primer al segundo muestreo, por lo tanto probablemente los colores de acolchado sean lo que influyen de manera mas importante.

Cuadro 7. Número de haces vasculares en secciones de pedúnculo (en el segundo muestreo) en el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	33.5a	26.0c	27.0c	28.0bc	31.0ab	19.5d	27.50 a
2. Sin Biodesal	21.0c	25.5ab	21.5c	26.5ab	24.0bc	28.0a	24.41 b
Media B	27.50a	25.75ab	24.25b	27.50a	27.50a	23.75b	

Nivel de significancia (DMS, p=0.05)

Número de Vasos de Xilema por Haz Vascular en Tallo

En el factor A no hubo diferencia estadística significativa, pero si hubo diferencia numérica, resultando el factor A₁ el de mayor número de vasos de xilema con 55.08 vasos por haz vascular y el factor A₂ con 48.50 vasos por haz vascular. En el factor B se encontraron diferencias altamente significativas resultando el tratamiento 5 (acolchado verde) con el de mayor número de vasos de xilema por haz vascular, y fue estadísticamente igual al tratamiento con acolchado azul y el tratamiento estadísticamente inferior con en número de vasos de xilema fue el que presentó acolchado negro (Cuadro 8).

En la interacción A x B, también se encontraron diferencias significativas sobresaliendo en el factor A₁ los tratamientos 4, 5 y 6 (azul, verde y testigo) con 73.00, 68.00 y 65.00 vasos respectivamente y fueron estadísticamente iguales entre ellos pero estadísticamente de los restantes tres tratamientos. Mientras que en el factor A₂ se encontraron diferencias altamente significativas sobresaliendo el tratamiento 5 (verde) y 4 con 63.00 y 58.75 vasos por haz vascular respectivamente. De acuerdo a los resultados mostrados en el cuadro 9 se puede decir que probablemente la modificación en el microambiente que rodea a la planta influyó en la modificación de los vasos de xilema, principal conductor de agua y sales minerales en plantas.

Cuadro 8. Número de vasos de xilema en secciones de tallo en el cultivo de calabacita con biodesalinizador y acolchado de colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con BIODESAL	41.0b	39.5b	44.0b	73.0a	68.0a	65.0a	55.08
2. Sin BIODESAL	51.5ab	45.0bc	52.5ab	44.5bc	63.0a	34.5c	48.50
Media B	46.25c	42.25c	48.25bc	58.75ab	65.50a	49.75bc	

Nivel de significancia (DMS, p=0.05)

Número de Vasos de Xilema por Haz Vascular en Pecíolo

En el análisis de varianza aplicado a esta variable no se encontraron diferencias significativas en el factor A. En el factor B si se encontraron diferencias estadísticas significativas, indicando que los colores de acolchado si modificaron significativamente esta variable, al realizar la comparación de medias se encontró que el tratamiento 2 (negro) fue estadísticamente superior al resto de los tratamientos, presentó 16.75 vasos de xilema, mientras que el tratamiento con el menor número fue el tratamiento con acolchado blanco.

En la interacción A x B no se encontraron diferencias estadísticas, por lo tanto se puede señalar que el uso de biodesal no modificó el comportamiento del cultivo con diferentes colores de acolchado o viceversa (Cuadro 9).

En el segundo muestreo el factor A no exhibió diferencias estadística significativas pero si numérica siendo el factor A₂ el mayor (12.58 vasos de xilema en pecíolo). El análisis de varianza realizado sí presentó diferencias significativas para el factor B, donde el tratamiento 2 (negro) y 5 fueron estadísticamente iguales y estadísticamente superiores al resto de los tratamientos.

El la interacción A x B sí existen diferencias estadísticas significativas sobresaliendo para el factor A₁ el tratamiento 5 (verde) con 16.50 vasos de xilema, mientras que para el factor A₂ el mejor tratamiento fue el 2 (negro) con 19.00 vasos de xilema por haz vascular y fue estadísticamente superior al resto de los tratamientos (Cuadro 10).

Como en anteriores casos no se observa la misma tendencia en el primer y segundo muestreo lo cual indica que probablemente esta variable sí sea afectada significativamente por los colores del acolchado de colores, no así el biodesal ya que las tendencias de un muestreo al segundo no muestran cambios significativos.

Cuadro 9. Número de vasos de xilema por haz vascular en secciones de pecíolo en el cultivo de calabacita (primer muestreo) con biodesalinizador y acolchado de colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	13.5	19.0	13.5	14.0	15.5	11.50	14.16
2. Sin Biodesal	10.0	14.5	14.0	13.0	14.5	13.5	13.25
Media B	11.75b	16.75a	13.75b	13.5b	14.0b	12.5b	

Nivel de significancia (DMS, $p=0.05$)

Cuadro 10. Número de vasos de xilema por haz vascular en secciones de pecíolo en el cultivo de calabacita (segundo muestreo) con biodesalinizador y acolchado de colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	8.0c	12.5ab	13.5ab	13.0ab	16.5a	10.0bc	12.25
2. Sin Biodesal	9.0b	19.0a	12.0b	12.5b	12.0 b	11.0b	12.58
Media B	8.50 d	15.75a	12.75bc	12.75bc	14.25ab	10.50cd	

Nivel de significancia (DMS, $p=0.05$)

Número de Vasos de Xilema por Haz Vascular en Pedúnculo

En el factor A no hubo diferencia significativa con el producto desalinizador, pero sí se observó diferencia numérica siendo el factor A_2 (Sin BioDesal) el que presentó mayor número de vasos con 15.66 mientras que el factor A_1 presentó 13.58 vasos, por haz vascular (Cuadro 11). Para el factor B tampoco se

observaron diferencias significativas, pero si hubo diferencias numéricas siendo el tratamiento 6 (testigo) el que presentó mas vasos de xilema con 16.75, seguido del tratamiento 3 (rojo) con 16.00 vasos de xilema por haz vascular.

Para la interacción A x B si existieron diferencias significativas, sobresaliendo en el factor A₁ el tratamiento 6 (testigo) con 20.50 vasos de xilema por haz vascular. Mientras que en factor A₂ también se encontraron diferencias significativas sobresaliendo el tratamiento 3 (rojo) con 21.00 vasos por haz vascular, esto indica que el factor A y factor B por si solos no influyeron en el comportamiento del cultivo, mas bien actuaron sinérgicamente logrando diferencias significativas en el número de vasos de xilema en el pedúnculo del fruto.

Cuadro 11. Número de vasos de xilema por haz vascular en secciones de pedúnculo en el cultivo de calabacita (primer muestreo) con biodesalinizador y acolchado de colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	8.50b	12.0b	11.0b	14.5ab	15.0ab	20.5a	13.58
2. Sin Biodesal	18.0ab	15.5ab	21.0a	12.5b	14.0ab	13.0b	15.66
Media B	13.25	13.75	16.0	13.5	14.5	16.75	

Nivel de significancia (DMS, p=0.05)

Esta misma variable en el segundo muestreo no presenta diferencias significativas en los diferentes factores del análisis de varianza, por lo tanto ningún tratamiento tuvo un efecto significativo en la presente variable. Al comparar el primer contra el segundo muestreo se observan algunos cambios en el número de vasos de xilema lo cual indica que probablemente, del primer muestreo al segundo hubo modificaciones en el número de vasos de xilema que muy probablemente

modifican la conducción de fotosintatos en la cual el cultivo se encontraba en plena producción.

Cuadro 12. Número de vasos de xilema por haz vascular en secciones de pedúnculo en el cultivo de calabacita (segundo muestreo) con biodesalinizador y acolchado de colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	17.00	17.00	15.00	16.50	20.00	16.00	16.91
2. Sin Biodesal	16.00	11.50	17.00	22.50	16.00	16.00	16.50
Media B	16.50	14.25	16.00	19.50	18.00	16.00	

Nivel de significancia (DMS, p=0.05)

Área Total de Vasos de Xilema por Haz Vascular en Tallo

El análisis de varianza de esta variable no mostró diferencias significativas en el factor A, pero al comparar las medias se observa que el factor A₁ con BioDesal (cuadro 13) presentó mayor área total de vasos de xilema con 23250.85 μm^2 . El factor B sí se encontró que existen diferencias estadísticas altamente significativas entre los acolchados, se encontró que el acolchado verde presentó la mayor cantidad de área total de vasos de xilema en un haz vascular con 26275.21 μm^2 , superando estadísticamente a los tratamientos con acolchado negro y blanco.

En la interacción A x B no se encontraron diferencias estadísticas, pero sí numéricas, el acolchado verde con aplicación de BioDesal fue el que mayor área total de vasos de xilema presentó con 34503.50 μm^2 seguido del testigo con 28561.85 μm^2 , mientras que en donde no se aplicó BioDesal el acolchado azul fue el que presentó mayor área total de vasos de xilema con 19160.22 μm^2 seguido

del acolchado verde con 18046.92 μm^2 . Estos resultados indican que la modificación en el balance espectral del entorno de la planta por efecto del uso de acolchados de colores, modifica el comportamiento de la planta, influyendo finalmente en una modificación del rendimiento de fruto.

Cuadro 13. Área de vasos de xilema (μm^2) por haz vascular en secciones de tallo en el cultivo de calabacita con un biodesalinizador y acolchado de Colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	12114.30	16856.84	23702.39	23702.39	34503.50	28561.85	23250.85
2. Sin Biodesal	15119.44	12856.01	13993.96	19160.22	18046.92	13720.93	15482.91
Media B	13616.9c	14856.4bc	18880.1abc	21431.3ab	26275.2a	21141.4ab	

Nivel de significancia (DMS, p=0.05)

Área Total de Vasos de Xilema por Haz Vascular en Pecíolo

El análisis de varianza realizado a esta variable exhibió diferencias significativas entre el tratamiento con biodesal y el testigo (ver cuadro 14), indicando que este producto influyó disminuyendo el área de vaso, probablemente un cultivo desarrollado en condiciones de suelo salino como parte de su proceso evolutivo, tenga que desarrollar mayores diámetros de xilema a fin de disminuir la resistencia del flujo de agua hacia las áreas superiores de la planta. El factor B no mostró diferencia estadística significativa pero si numérica, el tratamiento que presentó mayor área total de vasos de xilema fue el acolchado rojo con 9295.45 μm^2 , seguido del acolchado negro con 8178.91 μm^2 (cuadro 14).

Para la interacción A x B tampoco se presentaron diferencias estadísticas significativas solo numéricas al igual que en el factor B. El acolchado negro con aplicación de BioDesal fue el que mayor área de vasos de xilema presentó con

7556.43 μm^2 seguido del acolchado rojo con 7191.02 μm^2 . Mientras que en donde no se aplicó BioDesal el que presentó mayor área total de vasos de xilema fue el acolchado rojo con 11399.88 μm^2 seguido del testigo con 9763.40 μm^2 como se muestra en el siguiente cuadro.

Cuadro 14. Área de vasos de xilema (μm^2) por haz vascular en secciones de pecíolo (primer muestreo) en el cultivo de calabacita con un biodesalinizador y acolchado de colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	4833.44	7556.43	7191.02	5906.01	5873.51	5276.51	6106.15 b
2. Sin Biodesal	4750.68	8801.38	11399.88	7763.67	7979.07	9763.40	8409.68 a
Media B	4792.06	8178.91	9295.45	6835.84	6926.29	7519.95	

Nivel de significancia (DMS, $p=0.05$)

En el análisis de varianza realizado al segundo muestreo del área de vasos de xilema por haz vascular en pecíolo no se encontraron diferencias significativas en el factor A, pero al comparar las medias se observa que el factor A_1 con BioDesal (Cuadro 15) presentó mayor área total de vasos de xilema con 6558.87 μm^2 , esto contrasta con lo observado en el primer muestreo lo cual indica que probablemente la edad de la planta también influye en el área de los vasos de xilema. En el factor B se encontraron diferencias significativas entre los colores del acolchado, pero se encontró que el acolchado negro fue estadísticamente igual al color azul y verde y estadísticamente superior al testigo y rojo (Cuadro 15).

En la interacción A x B no se encontraron diferencias estadísticas significativas pero sí numéricas, el acolchado negro con aplicación de BioDesal fue el que mayor área total de vasos de xilema presentó con 8228.63 μm^2 seguido del

acolchado azul con $7581.85\mu\text{m}^2$, mientras que en donde no se aplicó BioDesal el acolchado negro nuevamente fue el que presentó mayor área total de vasos de xilema con $8056.92\mu\text{m}^2$ seguido del acolchado azul con $7968.86\mu\text{m}^2$.

Cuadro 15. Área de vasos de xilema (μm^2) por haz vascular en secciones de pecíolo (segundo muestreo) en el cultivo de calabacita con un biodesalinizador y acolchado de colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	4017.81	8228.63	6069.57	7581.85	6869.69	6585.67	6558.87
2. Sin Biodesal	4630.81	8056.92	5813.53	7968.86	7127.70	5453.13	6508.49
Media B	4324.31d	8142.78a	5941.55cd	7775.36ab	6998.69abc	6019.40 bcd	

Nivel de significancia (DMS, $p=0.05$)

Área Total de Vasos de Xilema por haz Vascular en Pedúnculo

El análisis de varianza para el factor A no mostró diferencias significativas entre la aplicación del biodesal y testigo, sin embargo al comparar las medias se observa que el factor A₂ sin BioDesal (Cuadro 16) presentó mayor área total de vasos de xilema con $7117.67\mu\text{m}^2$. En el factor B sí se encontraron diferencias significativas entre los colores de acolchado, donde el testigo fue estadísticamente superior al resto de los tratamientos en el área total de vasos de xilema en un haz vascular con $9854.46\mu\text{m}^2$ seguido de los acolchados rojo y negro (Cuadro 16).

Para la interacción A x B se presentaron diferencias estadísticas altamente significativas. Para el factor A₁ el testigo fue estadísticamente superior ya que presento la mayor área de vasos de xilema con $9300.21\mu\text{m}^2$, seguido del acolchado azul con $8278.01\mu\text{m}^2$. Mientras que en donde no se aplicó BioDesal

(A₂) igualmente el mejor fue el testigo ya que presentó la mayor área total de vasos de xilema con 10408.71 μm^2 seguido del acolchado rojo con 9522.38 μm^2 como se muestra en el siguiente cuadro. Lo anterior indica que el uso de biodesal sí influye sobre el comportamiento de los cultivos bajo, los diferentes colores de acolchado.

Cuadro 16. Área de vasos de xilema (μm^2) por haz vascular en secciones de pedúnculo (primer muestreo) en el cultivo de calabacita con un biodesalinizador y acolchado de colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	2784.24 c	6005.36 abc	4191.95 c	8278.01 ab	5394.81 bc	9300.21 a	5992.45
2. Sin Biodesal	5520.77 c	7261.90 abc	9522.38 ab	3735.26 c	6256.98 bc	10408.71 a	7117.67
Media B	4152.50 c	6633.63 bc	6857.17 b	6006.64 bc	5825.90 bc	9854.46 a	

Nivel de significancia (DMS, $p=0.05$)

En el análisis de varianza del segundo muestreo sobre vasos de xilema en pedúnculos no se encontraron diferencias significativas en el factor A, aunque al comparar las medias se observó que el factor A₁ con BioDesal (Cuadro 17) fue el que mayor área total de vasos de xilema presentó con 8196.69 μm^2 . El factor B tampoco mostró diferencia estadística significativa pero sí numérica; el tratamiento que mayor área total de vasos de xilema presentó fue el acolchado azul con 8862.40 μm^2 , seguido del acolchado rojo con 8016.87 μm^2 (cuadro 17).

Para la interacción A x B tampoco se presentaron diferencias estadísticas significativas solo numéricas al igual que los factores A y B. El acolchado blanco con aplicación de BioDesal fue el que mayor área de vasos de xilema presentó con 10196.06 μm^2 seguido del acolchado verde con 9740.53 μm^2 . Mientras que en

donde no se aplicó BioDesal el que presentó mayor área total de vasos de xilema fue el acolchado azul con 8938.83 μm^2 seguido del acolchado rojo con 8668.95 μm^2 como se muestra en el siguiente cuadro. Lo anterior indica que probablemente con el cambio de edad se modifica el comportamiento anatómico de los haces vasculares en el cultivo de calabacita.

Cuadro 17. Área de vasos de xilema (μm^2) por haz vascular en secciones de pedúnculo (segundo muestreo) en el cultivo de calabacita con un biodesalinizador y acolchado de colores.

Factor A	Factor B						Media A
	Blanco	Negro	Rojo	Azul	Verde	Testigo	
1. Con Biodesal	10196.06	8173.46	7364.79	8785.97	9740.53	4919.35	8196.69
2. Sin Biodesal	4543.47	4640.24	8668.95	8938.83	5782.80	6408.96	6497.21
Media B	7369.76	6406.85	8016.87	8862.40	7761.66	5664.15	

Nivel de significancia (DMS, $p=0.05$)

CONCLUSIONES

En base a los resultados obtenidos en el presente trabajo de investigación podemos concluir que:

En lo que refiere a la influencia de los acolchados plásticos de colores sobre las características de los vasos de xilema, se encontró que para el número de vasos de xilema en un haz vascular el acolchado verde es el que mayor número de vasos de xilema presentó para un haz vascular. Para el área total de los vasos de xilema (μm^2) los colores de acolchado que influyeron más en esta variable son el negro y el azul. En lo que se refiere al número de haces vasculares los colores de acolchado que mejor respuesta tuvieron a esta variable son el verde y el azul.

La respuesta de la calabacita a la aplicación del producto desalinizador Biodesal, en especial el cv. Zucchini Gray no reportó diferencias estadísticas significativas pero si numéricas en 13 de las 15 variables, las únicas dos variables en las que el BioDesal influyó en los resultados fueron en número de haces vasculares en pedúnculo de la segunda fecha de muestreo y en el área total de los vasos de xilema en pecíolo de la primera fecha.

El uso de cubiertas de colores probablemente modifica el comportamiento espectral del entorno de los cultivos, modificando las características anatómicas de las plantas.

LITERATURA CITADA

Agroguías. 1998. Guías agrícolas de Argentina. Cultivo de melón con cobertura plástica de suelos. Internet

Arrazate, C. J. C. 1997. Evaluación de dos tipos de películas plásticas bajo riego por goteo en el establecimiento del cultivo de calabacita (*Cucúrbita pepo L.*). Tesis de licenciatura. UAAAN. Buenavista, Saltillo, Coahuila.

ASERCA. 1999. La calabaza y su presencia en el mercado. Revista publicación mensual (Diciembre). Numero 76.

Aylsworth, D. J. 1997. Novedades sobre plásticos. Productores de Hortalizas. p. 26 – 28.

Belda et al. 1993. Salinity effects on the network bundles during tomato fruit development. J. of Horticultural Science: 68 (64) 557 – 564.

BioAgroMex. 2000. Catalogo técnico de productos. Biotecnología Agrícola de México. p. 16 – 17.

Burgueño, H. 1994. La fertigación en cultivos hortícolas con acolchado plástico. Bursag. S.A de C.V. Horticultura mexicana. Vol. 3. p. 28 – 54

Carlquist, S. J. 1975. Ecological strategies of xylem evolution. University of California Press, Berkeley.

Castaños, C. M. 1993. Horticultura, Manejo Simplificado. 1ª Edición en español. Ed. Universidad Autónoma Chapingo. México, D. F. Págs. 527. Pág. Consultada 151.

Faxsa, 2000. Tecnología al servicio de la agricultura. Pagina Web: <http://www.faxsa.com.mx>

Guencko, G. 1983. Fundamentos de la horticultura cubana, editorial pueblo y educación. La Habana, Cuba.

INEGI. 1998. Anuario estadístico.

Luis, V. E. J. 1994. Efecto de la humedad del suelo bajo condiciones de acolchado y riego por goteo (cintilla). Tesis de licenciatura. UAAAN. Saltillo, Coahuila, México.

Maas, E. V. 1984. Crop tolerance. In: California Agriculture Vol. 38(10): 20 -21.

Nemec et al. 1975. Distribution of obstruction to water movement in citrus with and without blight. Proc. Florida State Hort. Soc. 88:70 – 75.

Passioura, J. B. 1972. The effect of root geometry on the yield of wheat growing on stored water. Aust. F. agric. Res. 23, 745 – 752.

Pérez, G. M. et al. 1997. Mejoramiento genético de hortalizas. 1ª edición. Ed. Universidad Autónoma Chapingo. México, D. F. p. 379. Págs. Consultadas 188.

Ramírez V. J. 1996. El uso de acolchados plásticos en la horticultura. 1ª edición. Universidad Autónoma de Sinaloa. Departamento de comunicación educativa y divulgación de la facultad de agronomía, Culiacán Rosales, Sinaloa, México. p. 70.

Reyes, M. H. 1992. La agroplasticultura en México. XII Cong. Internacional de plásticos en la agricultura. Comité español de plásticos en agricultura (CEPLA). Granada, España. p. A67 – A83.

Richards, L. A. 1954. Diagnosis and improvement of saline and álcali soils. Handbook No. 60. U.S.D.A., U.S.A.

Serrano, Z. 1979. Cultivo de hortalizas en invernadero. Editorial Aedos. Barcelona, España. Págs. 360. Págs. Consultadas 161.

SIACAP. 2002. Servicio de información y estadística agroalimentaria y pesquera (SIAP), con información de las delegaciones de SAGARPA en los estados (SIACAP). Producción de calabacita nacional y en Coahuila.
www.siea.sagarpa.gob.mx/integra/Agricola/indexAvaMen2.html

Siller, C. J. H. 2000. Análisis de la horticultura en México. Revista productores de hortalizas. Publicación periódica. Año 9, número 10, Octubre. Meister publishing Co. pp. 16.

Valadez, L. A. 1998. Producción de hortalizas. 8^{va} reimpresión. Ed. Limusa. México. p. 245 – 258.

Vasconcellos, A. B. C. Luiz and William S. Castle. 1994. Trunk xylem anatomy of mature healthy and blighted grapefruit trees on several rootstocks. J. Amer. Soc. Hort. Sci. 119 (2): 185 – 194.

Vavilov, N. I. 1951. Origin, variation, immunity and breeding of cultivated plants. Roland Press, New York. U.S.A. pp. 90 – 99.

Whitaker, T. M. and Davis, G. M. 1962. Cucurbits. Botany, cultivation and utilization. Leonard Hill Books Ltd. England.

Zimmermann, M. H. & Jeje, A. 1981. Vessel – length distribution in stems of some American woody plants. *Can. J. Bot.* 59, 1882 – 1892.

Zimmermann, M. H. 1983. Xylem structure and the ascent of sap. In: Springer series in wood science. (Time, T.E., Ed.). Springer Verlag, Berlin. España.