



**COLEGIO DE POSTGRADUADOS**

**INSTITUCIÓN DE ENSEÑANZA E INVESTIGACIÓN EN CIENCIAS AGRÍCOLAS**

**CAMPUS MONTECILLO**

**PROGRAMA DE POSTGRADO EN EDAFOLOGÍA**

**MUCILAGO DE NOPAL EN EL  
CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE TOMATE  
(*Solanum lycopersicum* L.)**

**JULIO CESAR MUÑOZ BOJORGES**

**T E S I S**  
PRESENTADA COMO REQUISITO PARCIAL  
PARA OBTENER EL GRADO DE:

**MAESTRO EN CIENCIAS**

**MONTECILLO, TEXCOCO, EDO. DE MÉXICO**

2018

**CARTA DE CONSENTIMIENTO DE USO DE LOS DERECHOS DE AUTOR Y DE LAS REGALIAS COMERCIALES DE PRODUCTOS DE INVESTIGACION**

En adición al beneficio ético, moral y académico que he obtenido durante mis estudios en el Colegio de Postgraduados, el que suscribe Julio Cesar Muñoz Bojorges, Alumno (a) de esta Institución, estoy de acuerdo en ser participe de las regalías económicas y/o académicas, de procedencia nacional e internacional, que se deriven del trabajo de investigación que realicé en esta institución, bajo la dirección del Profesor Dr. Roberto Quintero Lizaola, por lo que otorgo los derechos de autor de mi tesis

Mucilago de nopal en el crecimiento de plántulas de tomate (Solanum lycopersicum L.)

y de los producto de dicha investigación al Colegio de Postgraduados. Las patentes y secretos industriales que se puedan derivar serán registrados a nombre el colegio de Postgraduados y las regalías económicas que se deriven serán distribuidas entre la Institución. El Consejero o Director de Tesis y el que suscribe, de acuerdo a las negociaciones entre las tres partes, por ello me comprometo a no realizar ninguna acción que dañe el proceso de explotación comercial de dichos productos a favor de esta Institución.

Montecillo, Mpio. de Texcoco, Edo. de México, a 08 de marzo de 2018

J.C.

Firma del  
Alumno (a)


Dr. Roberto Quintero Lizaola  
Vo. Bo. del Consejero o Director de Tesis

La presente tesis titulada: **Mucilago de nopal en el crecimiento de plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.)**, realizada por el alumno: **Muñoz Bojorges Julio Cesar**, bajo la dirección del Consejo Particular indicado, ha sido aprobada por el mismo y aceptada como requisito parcial para obtener el grado de:

MAESTRO EN CIENCIAS  
EDAFOLOGÍA

CONSEJO PARTICULAR

CONSEJERO

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Roberto Quintero Lizaola

ASESOR

  
\_\_\_\_\_  
Dr. Antonio Trinidad Santos

ASESOR

  
\_\_\_\_\_  
M.C. Jorge Alvarado López

ASESOR

  
\_\_\_\_\_  
Dra. María de Lourdes de la Isla de Bauer

Montecillo, Texcoco, Estado de México, marzo de 2018

# MUCILAGO DE NOPAL EN EL CRECIMIENTO DE PLÁNTULAS DE TOMATE (*Solanum lycopersicum* L.)

Julio cesar Muñoz Bojorges, M. en C.  
Colegio de Postgraduados, 2018

## RESUMEN

El cultivo de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) es muy rentable en México, este ocupa del décimo lugar en producción a nivel mundial. La producción de plántulas se ha desarrollado a tal punto que existen una gran variedad de sustratos para su germinación. El estudio del mucilago de nopal y su efecto en el suelo no se ha estudiado de manera amplia, pero por sus altos contenidos de polisacáridos, que funcionan como agentes de unión temporal de las partículas del suelo, mejora la agregación y, por lo tanto, la fertilidad física del mismo. En el presente trabajo se aplicaron dos dosis de mucilago de nopal en tres tipos de suelo diferentes, para estudiar su efecto sobre el crecimiento de plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.), las unidades experimentales se colocaron en una cámara de ambiente controlado a 23 °C y una humedad relativa de 40%. Estas permanecieron dentro de la cámara durante 30 días, después de los cuales, se analizaron las siguientes variables en planta; altura (cm), número de hojas, peso fresco (g), y en el suelo; carbono total, nitrógeno total, pH y conductividad eléctrica. Los resultados obtenidos mostraron que la aplicación de mucilago de nopal no tuvo efectos significativos en todas las variables, excepto en el sitio 2, pues la conductividad eléctrica fue significativa para el tratamiento de 80% de mucilago. A pesar de los resultados, es necesario seguir con la experimentación de mucilago en el suelo.

**Palabras clave:** *Opuntia* spp., agregación del suelo, sustrato.

# **NOPAL MUCILAGE IN THE GROWTH OF TOMATO SEEDLING (*Solanum lycopersicum* L.)**

Julio cesar Muñoz Bojorges, M. en C.  
Colegio de Postgraduados, 2018

## **ABSTRACT**

The tomato crop (*Solanum lycopersicum* L.) is very profitable in Mexico, it occupies the tenth place in production worldwide. Seedling production has developed to such an extent that there is a wide variety of substrates for germination. The study of cactus mucilage and its effect on the soil has not been widely studied, but because of its high content of polysaccharides, which function as temporary binding agents of soil particles, it improves aggregation and, therefore, the physical fertility of it. In the present work two doses of cactus mucilage were applied in three different types of soil, to study their effect on the growth of tomato seedlings (*Solanum lycopersicum* L.), the experimental units were placed in a controlled environment chamber at 23 ° C. and a relative humidity of 40%. They remained inside the chamber for 30 days, after which the following variables were analyzed in the plant; height (cm), number of leaves, fresh weight (g), and on the ground; Total carbon, total nitrogen, pH and electrical conductivity. The obtained results showed that the application of cactus mucilage did not have significant effects in all the variables, except in site 2, since the electrical conductivity was significant for the treatment of 80% of mucilage. Despite the results, it is necessary to continue with the experimentation of mucilage in the soil.

**Index words:** *Opuntia* spp., soil aggregation, substrate.

## **AGRADECIMIENTOS**

Al Consejo Nacional de Ciencia y Tecnología (CONACYT) por el financiamiento otorgado para la realización de los estudios de Maestría.

Al Colegio de Postgraduados, en especial al Programa de Edafología por el apoyo brindado.

Al Programa de Botánica del Colegio de Postgraduados por el apoyo otorgado para la realización de una parte del trabajo experimental en las cámaras de ambiente controlado.

Al Dr. Roberto Quintero Lizaola por el impulso, guía y culminación de mis estudios.

Al Dr. Antonio Trinidad Santos, M. C. Jorge Alvarado López y la Doctora Dra. María de Lourdes de la Isla de Bauer por sus sugerencias, consejos y colaboración en culminación del trabajo.

## DEDICATORIA

A mis padres; Julio Muñoz Olivar y Lucila Bojorges Valencia, quienes me han dado el ejemplo de cómo debe ser una persona correcta y con valores, además de siempre tener una sonrisa o una broma para disfrutar de la vida.

A mi hermana María Guadalupe Muñoz Bojorges y mi cuñado Edgar Domínguez Miguel, que siempre están ahí para dar su apoyo y ofrecer un consejo.

A mi sobrino Daniel que es como un huracán de energía y que es la razón de la alegría del hogar y a mi sobrina quien aún no nace pero que ya se le espera con mucho cariño

## CONTENIDO

RESUMEN .....	iv
ABSTRACT .....	v
LISTA DE FIGURAS .....	x
LISTA DE CUADROS .....	xii
I. INTRODUCCIÓN .....	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA .....	2
2.1. Jitomate ( <i>Solanum lycopersicum</i> L.).....	2
2.1.1. Origen.....	2
2.1.2. Distribución.....	2
2.1.3. Descripción botánica .....	3
2.1.4. Raíz .....	3
2.1.5. Tallo.....	3
2.2.6. Hoja .....	3
2.1.7. Flor .....	4
2.1.8. Fruto .....	4
2.1.9. Semilla.....	4
2.1.10. Bromatología .....	5
2.2. Importancia mundial .....	6
2.3. Mercado nacional .....	7
2.4. El Suelo.....	10
2.5. Estructura del Suelo .....	11
2.6. Distribución del Tamaño de Partículas .....	13
2.7. Agregación de las Partículas del Suelo .....	14
2.8. Materia Orgánica del Suelo.....	16
2.9. Sustancias Húmicas .....	17
2.10. Sustancias no Húmicas .....	17
2.11. Materia Orgánica y su Influencia en la Estructuración del Suelo.....	19
2.11.1. Agentes de Unión Transitorios .....	20
2.11.2. Agentes de Unión Temporales .....	20
2.11.3. Agentes de Unión Persistentes .....	21
2.12. Polisacáridos .....	23
2.13. Nopal ( <i>Opuntia</i> spp.) .....	24



2.13.1. Origen y Distribución Geográfica.....	24
2.13.2. Importancia Económica .....	25
2.13.3. Descripción Botánica y Clasificación Taxonómica del Nopal .....	26
2.13.4. Composición Química .....	27
2.13.5. Usos del Nopal .....	28
2.13.6. El Mucilago de Nopal.....	32
III. OBJETIVOS .....	36
IV. HIPÓTESIS.....	36
V. MATERIALES Y MÉTODOS.....	36
5.1. Descripción de la zona de recolección del suelo. ....	36
5.2. Determinación del carbono orgánico.....	38
5.3. Nitrógeno total (%)......	38
5.4. Determinación de pH.....	39
5.5. Determinación de la CE.....	39
5.6. Determinación de la textura del suelo .....	40
5.7. Tratamientos y diseño experimental.....	40
VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN .....	45
6.1. Altura de plántula .....	45
6.2. Número de hojas. ....	46
6.3. Peso parte aérea.....	47
6.4. Carbono.....	49
6.5. Nitrógeno.....	51
6.6. pH.....	52
6.7. CE .....	54
VII. CONCLUSIONES .....	56
VIII. REVISIÓN DE LITERATURA.....	57

## LISTA DE FIGURAS

Figura 1. FIRA. Panorama Agroalimentario Tomate Rojo 2016.....	6
Figura 2. Producción de jitomate 2005-2015 (FIRA, 2016). ....	7
Figura 3. Rendimiento de jitomate, por régimen de humedad y tipo de tecnología (FIRA, 2016).....	9
Figura 4. Localización del Colegio de Postgraduados.....	37
Figura 5. Determinación de nitrógeno.....	39
Figura 6. Unidades experimentales con los tratamientos ya aplicados. ....	41
Figura 7. Mucilago de nopal extraído. ....	41
Figura 8. Mezcla de suelo y mucilago de nopal. ....	42
Figura 9. Cámara de ambiente controlado Postgrado de Botánica.....	43
Figura 10. Crecimiento de las plántulas de jitomate dentro de la cámara de ambiente controlado.....	44
Figura 11. Altura de plántula experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). ....	45
Figura 12. Altura de plántula experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). ....	46
Figura 13. Número de hojas experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). ....	46
Figura 14. Número de hojas experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). ....	47
Figura 15. Peso de la parte aérea experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). ....	47
Figura 16. Peso de la parte aérea experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). ....	48
Figura 17. Porcentaje de carbono experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). ....	50

Figura 18. Porcentaje de carbono experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). .....	51
Figura 19. Porcentaje de nitrógeno experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). .....	52
Figura 20. Porcentaje de nitrógeno experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). .....	52
Figura 21. Resultados de pH experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). .....	53
Figura 22. Resultados de pH experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). .....	53
Figura 23. Resultados de la CE experimento uno (dS/m). Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). .....	54
Figura 24. Resultados de la CE experimento dos (dS/m). Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ). .....	55

## LISTA DE CUADROS

Cuadro 1. Valor nutricional promedio por cada 100 g de jitomate rojo crudo (Nuez <i>et al.</i> , 2001).....	5
Cuadro 2. Volumen de producción de los principales estados de México (SIAP Atlas agroalimentario, 2017).....	9
Cuadro 3. Contenido de minerales en cladodios desespinaados de <i>Opuntia</i> (Landa, 2012). ....	27
Cuadro 4. Contenido de vitaminas y antioxidantes de cladodios de <i>Opuntia</i> (Landa, 2012).....	28
Cuadro 5. Contenido de aminoácidos en cladodios de <i>Opuntia</i> (Landa, 2012).....	28
Cuadro 6. Primer análisis de los suelos colectados para determinar las constantes de humedad .....	37
Cuadro 7. Mucilago de nopal aplicado a cada tipo de suelo. ....	43

## I. INTRODUCCIÓN

El tomate, o jitomate como se conoce en el centro de México (*Solanum lycopersicum* L.) es una de las principales hortalizas cultivadas en el mundo, además de ser un cultivo de alto valor económico. En México la implementación de invernaderos ha generado un auge en la producción de hortalizas en grande y pequeña escala, específicamente de plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.). Los avances en el trasplante, el uso de sustratos especiales, programas de fertilización para plántulas, charolas de múltiples cavidades, híbridos de alto valor, han contribuido al crecimiento de la industria, al incrementar la seguridad de los cultivos (Wien, 1997; Orzolek y Lamont, 1999).

Los agregados del suelo influyen en la estructura del mismo generando condiciones favorables de estabilidad contra la erosión, reduciendo la pérdida de nutrientes, mejorando la fertilidad y la infiltración de agua en suelos con problemas de drenaje, el flujo de aire, la mejora de los procesos de descomposición, formación y secuestro de carbono orgánico de suelo (COS). Un papel importante les corresponde a los polisacáridos como agentes cementantes temporales (Chenu, 2000), estabilizando puntos de contacto entre partículas de suelo, aunque este efecto no es persistente (Tiessen y Stewart, 1988).

Los cladodios del nopal (*Opuntia* spp.) son fuentes naturales de polisacáridos estructurales (Sáenz, 2002; Sáenz *et al.*, 2004; Medina *et al.*, 2000). El objetivo del trabajo fue determinar si la aplicación de mucilago de nopal (*Opuntia* spp.) afecta el crecimiento de las plántulas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.), teniéndolo como una nueva forma para reducir los costos de producción, evitando la compra de sustratos costosos, debido a su efecto en la agregación y estructura del suelo.

## II. REVISIÓN DE LITERATURA

### 2.1. Jitomate (*Solanum lycopersicum* L.)

#### 2.1.1. Origen

En México, hay dos maneras para nombrar al tomate (*Solanum lycopersicum* L.), tomate rojo o jitomate. La palabra jitomate proviene del náhuatl *xictli*, ombligo y *tomatl*, tomate, que significa tomate de ombligo. El jitomate ya se cultivaba 700 años a.C. en México, y en el antiguo Perú antes de la formación del imperio Inca (Pérez y Castro, 2011).

El jitomate se originó, muy probablemente, en las tierras altas de la costa occidental de Sudamérica, lugar donde existen una gran cantidad de variedades silvestres. En Europa, los españoles se encargaron de distribuir el tomate a lo largo de las colonias en el Caribe después de la conquista de Sudamérica, de igual manera, lo llevaron a Filipinas y de esta forma entro al continente asiático. Los jitomates amarillos fueron los primeros en cultivarse en Europa, después, los de color rojo se hicieron más populares. En 1554 el jitomate amarillo fue descrito por el botánico italiano Piero Andrea Mattioli como pomo d'oro (manzana de oro), de aquí el nombre de pomodoro (Pérez y Castro, 2011).

#### 2.1.2. Distribución

El jitomate se distribuye en América, desde los Andes sudamericanos a través de Perú y hasta el norte de Chile, y en las Islas Galapagos, donde crecen las especies endémicas; *Solanum cheesmaniae*, *Solanum galapagaense* y *Solanum lycopersicum*. El ancestro silvestre (*Solanum lycopersicum*) inmediato del jitomate cultivado, se encuentra más ampliamente distribuido que las demás especies silvestres. Estos se distribuyen en una gran cantidad de hábitats, desde el nivel del mar hasta 3 000 m de altura. Esta diversidad ha contribuido a la gran variabilidad que se puede encontrar entre los jitomates silvestres (Nuez, 1999; Pérez y Castro, 2011).

### 2.1.3. Descripción botánica

El jitomate es una planta herbácea perenne, cultivada como anual, sensible al frío.

### 2.1.4. Raíz

El sistema de raíces es pivotante, muy denso y con gran cantidad de ramificaciones secundarias en los primeros 30 cm del suelo y en los primeros 20 cm se concentra el 70% de la biomasa radical. Bajo condiciones de cultivo sin suelo y con sistema de riego por goteo, las raíces prácticamente carecen de pelos absorbentes, son gruesas y la mayor parte de estas tienden a concentrarse en torno a la salida del emisor (Pérez y Castro, 2011).

### 2.1.5. Tallo

El tallo es anguloso, pubescente, con algunos pelos glandulares. Al principio de su ciclo biológico su consistencia es herbácea y en estado adulto es leñoso. La ramificación del tallo es simpodial; es decir, las yemas axilares desarrollan ejes sucesivos. En condiciones de invernadero las plantas de jitomate son conducidas a un solo tallo. En las axilas de las hojas del tallo principal surgen los tallos secundarios que son eliminados mediante poda para una buena conformación de la planta. El desbrote de hacerse a tiempo, para que las cicatrices sean pequeñas y disminuya el riesgo de enfermedades criptogámicas. Cuando se requiere conducir a dos tallos se deja el brote lateral que se ubica inmediatamente abajo del primer racimo floral (Pérez y Castro, 2011).

### 2.2.6. Hoja

Las hojas son simples y alternas, bipinatisectas y pecioladas, con una longitud de 10 a 25 cm. Los segmentos foliares son de bordes lobulados, ovales, y acuminados. Normalmente aparecen tres hojas entre dos racimos en los híbridos de jitomate de crecimiento indeterminado (Pérez y Castro, 2011).

#### 2.1.7. Flor

Las flores son hermafroditas, actinomorfas y péndulas, de 1 a 2 cm de largo y color amarillo brillante. En las especies silvestres de jitomate la flor es pentámera, mientras que en las cultivadas el número de segmentos es de cada ciclo es muy diverso, con muchas variaciones. El cáliz está formado por cinco a diez segmentos, lineales a lanceolados y persistentes. Su tamaño va aumentando a medida que se va desarrollando el fruto. La corola es amarilla, rotada, con el tubo corto, dividida en cinco o más lóbulos, con numerosos pelos glandulares en la cara dorsal, cinco o más estambres adheridos al tubo de la corola, de filamentos cortos y anteras dehiscentes por hendiduras longitudinales. El pistilo es único, formado por la unión de cinco o seis carpelos. El ovario es bilocular con la placenta central carnososa. Los pedicelos presentan un pequeño estrangulamiento en la parte media que corresponde a la zona de abscisión. Las flores se disponen en cimas axilares, cada una de las cuales lleva normalmente de cinco a seis flores, pero a veces hasta treinta o más (Pérez y Castro, 2011).

#### 2.1.8. Fruto

El fruto es una baya carnososa, compuesto de endocarpio y pericarpio (mesocarpio y pericarpio). En las especies silvestres el fruto es binocular, mientras que en las variedades cultivadas tienen de dos a treinta lóculos, siendo lo más frecuente, de cinco a nueve. En la epidermis de los frutos se desarrollan pelos y glándulas que desaparecen cuando llegan a la madurez. En el ápice del fruto suelen observarse restos del estilo. La forma del fruto es variable, generalmente globosa u oblonga (Pérez y Castro, 2011).

#### 2.1.9. Semilla

El fruto contiene numerosas semillas pequeñas embebidas en una masa gelatinosa formada por el tejido parenquimático que llena las cavidades del fruto maduro, de forma lenticular con dimensiones aproximadas de 5x4x2 mm. Está constituida por el embrión, el endospermo y la testa o cubierta seminal, el embrión



lo forman una yema apical, dos cotiledones, el hipocótilo y la radícula. La testa es de tejido duro e impermeable (Pérez y Castro, 2011).

#### 2.1.10. Bromatología

El jitomate contiene azúcares simples que le confieren un ligero sabor dulce y ácidos orgánicos que le otorgan el sabor ácido característico. Es una fuente importante de minerales (potasio y magnesio) y vitaminas como la B1, B2, B5 y C. También contienen carotenoides como el licopeno, que es el responsable del color rojo característico del fruto. La vitamina C y el licopeno son compuestos antioxidantes con una función protectora para nuestro organismo. Es un alimento de con pocas calorías. La mayor parte de su peso es agua y los carbohidratos son los siguientes en importancia (Cuadro 1) (Pérez y Castro, 2011).

Cuadro 1. Valor nutricional promedio por cada 100 g de jitomate rojo crudo (Nuez *et al.*, 2001).

Constituyente	Cantidad
Agua	94.5 g
Valor calórico	18 kcal
Proteínas	0.9 mg
Glúcidos	2.8 mg
Lípidos	0.2 mg
Provitamina A	0.38 mg
Vitamina B1	0.06 mg
Vitamina B2	0.04 mg
Vitamina B6	0.11 mg
Vitamina C	15 mg
Hierro	0.4 mg
Calcio	10 mg
Magnesio	10 mg
Fósforo	24 mg
Potasio	280 mg
Sodio	1.2 mg

## 2.2. Importancia mundial

Según estadísticas de la Organización de las Naciones Unidas para la Alimentación y la Agricultura (FAO), el 52% de la superficie destinada al cultivo de tomate en 2013 se concentró en cuatro países: China (20.9%), India (18.8%), Turquía (6.6%) y Nigeria (5.8%). México ocupa la décima posición mundial, con el 1.9% de la superficie cosechada de esta hortaliza (FIRA, 2016).

En 2013, la producción mundial de tomate se ubicó en un máximo histórico de 163 millones de toneladas. El 62% de la producción mundial en 2013 se concentró en cinco países (Figura 1): China (30.9%), India (11.2%), Estados Unidos (7.7%), Turquía (7.2%) y Egipto (5.2%) (FIRA, 2016).

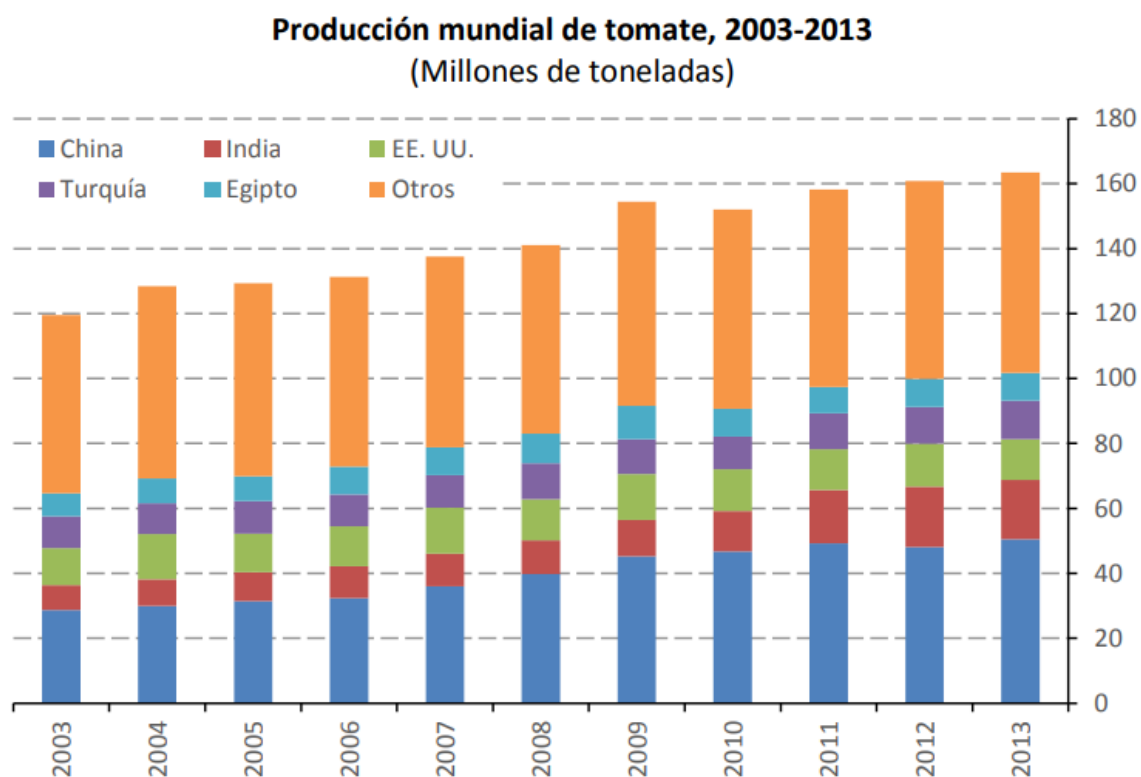


Figura 1. FIRA. Panorama Agroalimentario Tomate Rojo 2016.

México ocupa el décimo lugar en la producción mundial, con una participación de 2%. (FIRA, 2016). El consumo per cápita promedio mundial de jitomate presenta una tendencia al alza. De acuerdo con datos de la FAO (FIRA, 2016), éste pasó de

15.4 kg en 2001 a 20.2 kg en 2011. En 2011 el consumo mundial de jitomate ascendió a 139.8 millones de toneladas. El consumo per cápita en los dos principales países consumidores se duplicó durante una década (FIRA, 2016).

2.3. Mercado nacional

De acuerdo con información del Servicio de Información Agroalimentaria y Pesquera (SIAP), la producción de jitomate en México creció a una tasa promedio anual de 3.3% entre 2005 y 2015 (Figura 2), para ubicarse en un volumen máximo histórico de 3.1 millones de toneladas. Entre 2012 y 2015 se observó una mayor proporción de la superficie establecida de este cultivo con tecnologías de agricultura protegida (malla sombra e invernaderos), en promedio del 25% de la superficie total (FIRA, 2016).

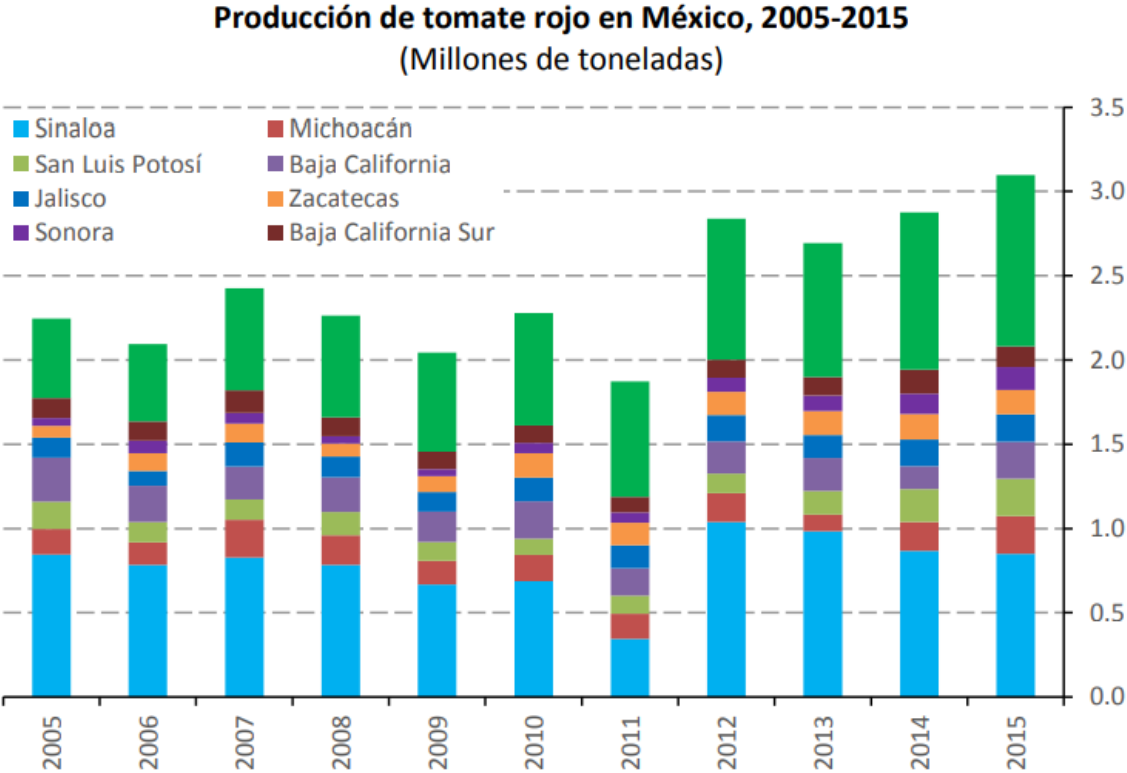


Figura 2. Producción de jitomate 2005-2015 (FIRA, 2016).

La superficie total del cultivo de jitomate registra una baja durante la última década. En 1980 se sembraron 85 500 ha, en 2 000 se sembró un área de 75 900

ha y en 2015 se sembraron 50 596 ha. Por tecnología de cultivo, el comportamiento de la superficie destinada a esta hortaliza es diferente (FIRA, 2016). La superficie sembrada a cielo abierto se redujo en promedio anual de 6.7% entre 2005 y 2015, al pasar de 73 960 a 36 848 ha (Figura 3). La disminución de la superficie cultivada en esta modalidad de cultivo ha sido mayor en algunas entidades como Sinaloa, Baja California y Jalisco. Por otra parte, la superficie establecida con agricultura protegida (malla sombra e invernadero) pasó de 395 a 13 747 ha en el período mencionado, es decir, creció en promedio anual de 42.6% (FIRA, 2016). El cultivo en agricultura protegida se concentra en Sinaloa, Baja California y Jalisco, aunque también ha adquirido mayor importancia en otras entidades como Colima, Estado de México, Hidalgo, Michoacán, Querétaro, San Luis Potosí, Sonora y Zacatecas (Figura 3). Se estima que el jitomate es la principal hortaliza producida en México con agricultura protegida (70%), seguido de pimiento (16%) y pepino (10%).

El incremento de las áreas destinadas a la producción de jitomate en los últimos años a nivel mundial y, a su vez, el aumento del rendimiento por unidad de superficie, se han conjuntado para que sea una de las hortalizas más consumidas y distribuidas en todas las regiones del mundo. Del mismo modo, ha influido en la creación de nuevas variedades que presentan mayor tiempo de conservación, mayor adaptabilidad para los ciclos de cultivo, diferentes formas, tamaños y colores; innovando de esta manera un mercado exigente, que demanda un producto con buenas propiedades organolépticas, excelente presentación y buen precio (FIRA, 2016).

En México el consumo per cápita es de 14.3 kg. Sinaloa ocupa el primer lugar de los estados productores de jitomate (Cuadro 2) con 27.6% de la producción nacional, una alta proporción se cultiva bajo agricultura protegida.

**Rendimientos de tomate rojo, 2004-2015**  
(Toneladas por hectárea)

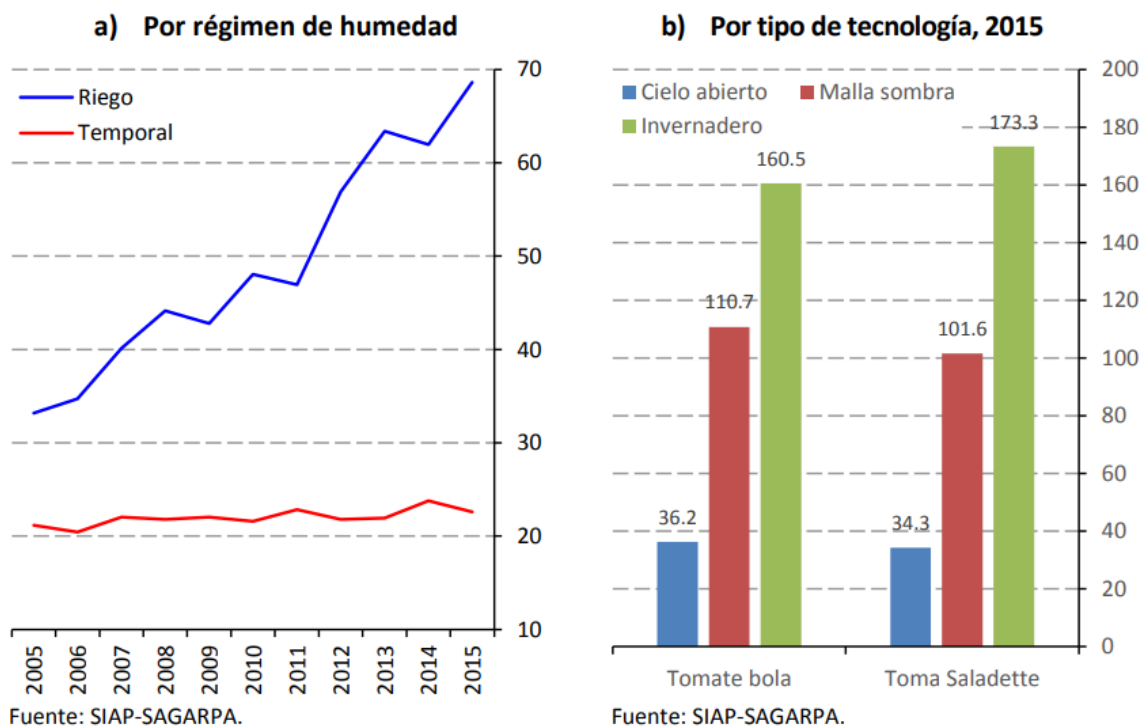


Figura 3. Rendimiento de jitomate, por régimen de humedad y tipo de tecnología (FIRA, 2016).

Cuadro 2. Volumen de producción de los principales estados de México (SIAP Atlas agroalimentario, 2017).

Rank	Entidad Federativa	Volumen (ton)	Variación 2015-2016 (%)
	Total nacional	3, 349, 154	8.1
1	Sinaloa	924, 153	8.8
2	San Luis Potosí	306, 621	38.4
3	Michoacán	235, 785	5.4
4	Baja California	226, 062	2.4
5	Zacatecas	191, 654	32
6	Jalisco	158, 232	-2.2
7	Baja California Sur	135, 223	9.9
8	Sonora	128, 038	-5.9
9	Morelos	122, 959	61.8
10	Puebla	119, 825	5.4
	Resto	800, 602	-3.2

## 2.4. El Suelo.

El suelo bajo nuestros pies, es un sustrato básico de la vida terrestre que sirve como un medio para el crecimiento de las plantas, actividades microbiológicas y reservorio de reciclamiento de diversos desechos que se acumulan en nuestro ambiente; además, soporta edificios y provee materiales para construcción de grandes estructuras tales como presas y terraplenes. (Hillel, 1980).

Soil Taxonomy (2006), define al suelo como un cuerpo natural que incluye a los sólidos (minerales y materia orgánica), gases y líquidos, que ocurren sobre la superficie terrestre; que ocupa un lugar en el espacio y que se caracteriza por una o ambas de las siguientes características: horizontes o capas que se diferencian del material parental, como resultado de adiciones, pérdidas, transformaciones y movimientos de materia o de energía, y por su habilidad de soportar plantas en un ambiente natural.

Se puede visualizar al suelo como un ambiente disperso, compuesto de una fracción sólida, líquida y gaseosa. Estos elementos interactúan al interior de éste para formar arreglos de agregados y poros (estructura), que determinan los flujos de calor, agua y aire en el suelo. Por lo tanto, la estructura del suelo se ha definido como el arreglo espacial de las partículas sólidas con la fase porosa y las relaciones entre ellas (Figueroa y Morales, 1992).

La fase sólida predomina y el agua del suelo proporciona las películas acuosas que envuelven las partículas individuales y tiende a llenar los poros entre las partículas sólidas; estas son de diversos tamaños, desde los límites inferiores del estado coloidal hasta las fracciones más gruesas de arena y grava (Baver *et al.*, 1980). Este autor también define a las partículas individuales totalmente dispersas o primarias como unidades texturales y los agregados o partículas secundarias que se forman por agrupación de elementos mecánicos separados, la llama unidades estructurales.

La fase sólida del suelo posee mayor estabilidad, es muy heterogénea y está formada por una mezcla de materiales; la fase líquida y gaseosa es extremadamente inestable; a todos estos fragmentos se les puede separar y caracterizar de acuerdo con su tamaño, origen, composición, constitución, propiedades y las relaciones que las ligan entre sí con el suelo que condicionan (Ortiz y Ortiz, 2001).

Algunas de las propiedades del suelo afectadas en la producción de cultivos por un manejo inadecuado: la estructura, la distribución, conexión y cantidad de poros, el movimiento y cantidad de agua, la cantidad y distribución de la materia orgánica, la actividad de la población microbiana, el pH y la disponibilidad y distribución de nutrimentos, entre otros (Blevins *et al.*, 1983).

Los estudios de Dexter y Young (1992), han permitido concluir que la estructura controla la respuesta física de la degradación del suelo a través de todos los procesos físicos, químicos y biológicos que en él ocurren; desde lo más pequeño a nivel de los poros entre las partículas de arcilla hasta lo más grande como es el espaciamiento entre las grietas del suelo.

## 2.5. Estructura del Suelo

Letey (1991), define a la estructura como el tamaño, forma y arreglo de las partículas sólidas y vacíos del suelo; él que es altamente variable y que está asociada a un grupo complejo de interacciones entre factores mineralógicos, químicos y biológicos.

Rillig (2004), definió la estructura del suelo como el arreglo y tamaño de partículas y poros. Es la condición más favorable para el crecimiento de las plantas (Wright *et al.*, 2001; Hillel, 2004), ya que tiene una influencia beneficiosa sobre el estado de humedad del suelo y la dinámica de los nutrientes (Whalen y Hendershot, 2006). Esta también reduce la pérdida de nutrientes a través de la erosión del suelo y escorrentía superficial. Sin embargo, la estructura del suelo constituye un

importante índice genético-agronómico y tiene una gran significación en la evaluación de la fertilidad; además, con la estructura están relacionados los regímenes hídricos, aéreos y de nutrientes de los suelos (Hernández *et al.*, 2006).

La estructura se considera como el conjunto de las unidades elementales de diferente tamaño y nivel de organización (partículas elementales del suelo, micro y macroagregados), que presentan un arreglo específico en el espacio y una dinámica en el tiempo característica de cada tipo de suelo. No existen suelos no estructurados, ya que en cualquier suelo existe un número dado de niveles de organización estructural, que puede ser igual a uno o más. Sin embargo, el proceso de agregación no se presenta en todos los suelos (Oleschko *et al.*, 1993). Esta generalidad, aunque parcialmente verídica, periódicamente ha generado discusiones sobre su aplicación en la creación de condiciones óptimas y estables para el crecimiento de los cultivos, y así definir direcciones y prioridades para la investigación en el manejo de los suelos y su relación con la productividad y conservación de este recurso (Navarro, 2010).

Cuando el suelo se encuentra estrechamente empaquetado en bloques grandes cohesivos, la estructura se le denomina masiva, y ocurre cuando el suelo está compuesto de partículas de limo y arcilla, que muestran poca o ninguna tendencia a separarse bajo ligera presión en unidades estructurales más pequeñas (Navarro, 2010). Entre estos dos extremos se puede reconocer una condición intermedia, en la cual las partículas del suelo están asociadas en pequeños terrones estables conocidos como agregados o peds, a este tipo de estructura se le denomina agregada y es la mejor para la germinación y el desarrollo de las plantas (Hillel, 1998).

Los principales factores que influyen en el origen de la estructura son: tipo de arcilla, materia orgánica, óxidos de hierro y aluminio, actividad biológica y factores físicos; siendo el factor principal en la formación de la estructura agregada la



existencia del material coloidal, ya que sin su presencia prevalecen la estructura de granos individuales (Ray y Boyd, 1987; Passioura, 1991).

La estructura del suelo no afecta directamente el desarrollo de las plantas, sino a través de uno de los siguientes factores: aireación, compactación, relaciones de humedad y temperatura. Para obtener un rendimiento máximo en la producción de cultivos, la estructura del suelo debe maximizar la capacidad de almacenamiento de humedad disponible a la planta y optimizar la aireación en la zona radical (Letey, 1991; Passioura, 1991). Otra característica física del suelo que afecta la tasa de crecimiento de las plantas, sin afectar necesariamente la absorción de agua y nutrimentos es el tamaño de agregados (Koppi y Douglas, 1991).

## 2.6. Distribución del Tamaño de Partículas

La distribución del tamaño de partículas (DTP), se refiere a las proporciones de partículas de arena, limo arcilla que se usa para caracterizar la composición del tamaño de granos en el suelo, a la DTP también se le denomina textura (Báez, 2008). Específicamente la clasificación de texturas se basa en la cantidad de partículas menores de 2 mm de diámetro, si las partículas mayores de 2 mm están presentes en cantidades significativas, al nombre de la textura se le agrega un adjetivo como gravoso o pedregoso (Ortiz y Ortiz, 2001).

Por la correlación existente entre la superficie específica y el tamaño de partículas, la distribución centesimal de los diversos tamaños de partículas es un carácter importante del suelo, cuya determinación para caracterizar la DTP es uno de los análisis más comunes en la física de suelos (Báez, 2008).

La DTP del suelo es una característica en extremo importante, porque afecta las propiedades físicas, químicas y biológicas. En términos generales, los suelos se clasifican como de textura gruesa y textura fina. En los suelos de textura fina predomina la arcilla y tienen una mayor superficie activa que los suelos de textura gruesa (arenosos), poseen mayor capacidad de adsorción de nutrientes y

usualmente son más fértiles; los suelos arenosos son más porosos y permiten una rápida infiltración del agua.

Los suelos arcillosos son de mayor capacidad de retención de agua, debido a su mayor área superficial y tienen un mayor espacio poroso total que los suelos arenosos. Esta diferencia se debe al mayor número de microporos que actúan en la retención del agua y en los suelos arenosos hay más macroporos que facilitan el movimiento del aire y del agua (Ortiz y Ortiz, 2001).

La DTP del suelo influye en el grado de estructuración, la que a su vez influye en: la cantidad y movimiento del agua que puede almacenar un suelo y la facilidad de abastecimiento de nutrimentos, agua, aire y calor. Si bien la DTP de un suelo no es fácil de cambiar, la estructura puede ser alterada para fomentar la formación de agregados de tamaños variados (Báez, 2008).

Por ejemplo, los suelos de textura franco, franco arcilloso y franco arenoso con contenidos de materia orgánica de media a alta, conservan una estructura favorable durante periodos largos, requiriendo un mínimo de laboreo. En cambio, los suelos arcillosos con alto porcentaje de arcilla y limos tienen una fuerte tendencia a compactarse, restringiendo el movimiento de agua y nutrimentos; por lo tanto, a menos se logre estabilizar su estructura necesitan de labranza (Lomelí, 1996).

## 2.7. Agregación de las Partículas del Suelo

El término agregación de las partículas del suelo se refiere a la unión de partículas minerales del suelo (arenas, limos y arcillas) por la intervención de agentes cementantes orgánicos (polímeros orgánicos, bacterias, hongos, raíces, etc.) e inorgánicos (arcillas, carbonatos, sílice) (Tisdall y Oades, 1982). En estas últimas intervienen fuerzas electrostáticas entre las cargas del borde positivo sobre un dominio de arcilla y la fase cargada negativamente del otro (Six *et al.*, 2000; Chenu *et al.*, 2000). Los agregados que se forman cuando las partículas elementales del suelo se agrupan en unidades separables más grandes, determinan

el tamaño y distribución de poros en el suelo y, en general, la estructura del suelo (Stott. *et al.*, 1999).

Es evidente que los agregados del suelo se forman por procesos químicos, físicos y biológicos. Mann (1986) menciona que la cantidad y estabilidad de agregados está en función del clima, tipo de suelo, la actividad microbiana, el contenido de carbono (C) y cantidad de raíces finas.

Tisdall y Oades (1982) mencionaron que las sustancias húmicas (8% de C) son los agentes estabilizantes muy persistentes asociados principalmente a microagregados (<0.25 mm), mientras que las raíces de las plantas e hifas de hongos son agentes estabilizantes temporales asociados principalmente con macroagregados (>0.25 mm), pero los polisacáridos y microorganismos del suelo son agentes estabilizantes transitorios que contribuyen, tanto a la micro como macro agregación. Según Jastrow *et al.* (1996) en los macroagregados se encuentra mayor cantidad de C soluble, que es más fácilmente oxidable y en las partículas más finas se encuentra mayor cantidad de C más resistente a la biodegradación. Monreal *et al.* (1997) mencionaron que en los compuestos orgánicos que se asocian mayormente con los macroagregados están constituidos por carbohidratos, ligninas, lípidos, monómeros y fenoles, compuestos alifáticos y aromáticos, mientras que los microagregados se asocian más con moléculas altamente humificadas. Estos intervienen en la producción de coloides orgánicos del suelo, en la capacidad amortiguadora de éste y en la producción de agregados que mejoran sustancialmente sus propiedades físicas, químicas y biológicas de los suelos (Chenu *et al.*, 2000; Six *et al.*, 2000). Los compuestos húmicos también son importantes en la vinculación de iones metálicos, ya que incrementan la disponibilidad de algunos nutrientes y reducen el efecto tóxico de otros (Fisher, 1995).

La fracción mineral provee protección física a la materia orgánica (MO) cuando esta última queda encapsulada al interior de los agregados. Elliot (1986),

menciono que cuando los agregados se rompen por acción mecánica o por presiones naturales como humedecimiento y secado, la mineralización del C se incrementa. Beare *et al.* (1994) señalo que el nivel de protección de la MO varia con el manejo agrícola del suelo y que esta es mayor en suelos con labranza reducida. La estabilidad de los agregados del suelo es indispensable para aumentar su calidad agrícola. Esta repercute directamente en las propiedades físicas y químicas del suelo, influye en la porosidad y la infiltración de agua, mantiene o incrementa el secuestro de C, que a la vez incurre en la retención y disponibilidad de nutrimentos esenciales para las plantas (Lal *et al.*, 1999).

## 2.8. Materia Orgánica del Suelo.

La materia orgánica del suelo proviene de la degradación de las raíces, residuos de plantas y organismos vivientes o muertos del suelo. Normalmente representa de 1 al 6% en peso, es de gran importancia por su influencia en la estructura del suelo, en la capacidad de retención de agua, nutrientes, y en los efectos bioquímicos de sus moléculas sobre las plantas. Una parte considerable de la MO está formada por varios organismos, que a su vez crecen a partir de restos o de enmiendas orgánicas.

La materia orgánica del suelo (MOS) se ha definido de varias formas, las siguientes fueron propuestas por Schitzer (1991):

La MOS se define como la suma total de todas aquellas sustancias en el suelo que contienen carbono. Para los suelos agrícolas, ellos pueden contener de 1-5% de materia orgánica, mientras que, para suelos de clima desértico, sus contenidos son < 1% y para los suelos orgánicos, su contenido es casi del 100%.

También, la MOS consiste de una mezcla de residuos de plantas y animales en varias etapas de descomposición, de sustancias sintetizadas microbiológica y químicamente por la descomposición de sus productos, de los cuerpos de microorganismos vivos y muertos, de pequeños animales y sus restos en

descomposición. Otra forma de simplificar este complejo sistema, la MOS se ha subdividido en: a) *sustancias húmicas* y b) *sustancias no húmicas*.

## 2.9. Sustancias Húmicas

Son compuestos amorfos, de color oscuro, parcialmente aromáticos, principalmente hidrofílicos, químicamente complejos, materiales parecidos a polielectrolitos, con peso molecular de unos cientos a varios miles. Las sustancias húmicas no presentan características químicas y físicas específicas, como los compuestos orgánicos que han sido bien definidos, pero son más resistentes a la degradación química y biológica.

## 2.10. Sustancias no Húmicas

Incluye todas aquellas con características químicas aun reconocibles, como los carbohidratos, proteínas, péptidos, aminoácidos, ácidos nucleicos, purinas, pirimidinas, ácidos grasos, ceras, resinas, pigmentos, asimismo otras sustancias orgánicas, como los carbohidratos o polisacáridos, por lo general, éstos compuestos son relativa y fácilmente degradados en los suelos y abarcan un período corto de vida.

La materia orgánica disminuye la densidad aparente del suelo (por tener una menor densidad que la materia mineral), contribuye a la estabilidad de los agregados, mejora la tasa de infiltración y la capacidad de retención de agua. El humus (porción bien descompuesta y estabilizada de la MO) constituye un almacén para los cationes intercambiables y aprovechables (K, Ca y Mg) y al ser una sustancia semejante a un gel, se combina y recubre las partículas inorgánicas del suelo, para formar agregados; estos agregados son muy estables y resistentes a la desintegración (Lado *et al.*, 2004). Comúnmente la materia orgánica otorga “cuerpo” a los suelos livianos y ayuda a prevenir la compactación en los suelos arcillosos pesados.

La función más importante de la MO es el aumento de la capacidad de intercambio catiónico (CIC); si no ocurrieran reacciones de intercambio de bases o cationes en el suelo, la disponibilidad de nutrientes para la planta se vería reducida fuertemente. Además, son los principales factores que afectan la estabilidad de agregados que están asociados con la distribución del tamaño de partículas y a los niveles de materiales cementantes (Pagliai, 2003). Los ácidos húmicos y fúlvicos ayudan de dos formas a una mayor disponibilidad de nitrógeno para las plantas: 1) estimulan a los microorganismos del suelo, que contribuyen a la mineralización del humus, liberando nitrógeno en forma de amonio y nitratos asimilables por las plantas; y 2) al formar parte del complejo arcilloso húmico, son capaces de retener los cationes amonio, evitando pérdidas por lixiviación (Domínguez *et al.*, 2009).

Los numerosos organismos del suelo y sus clases son grandemente influenciados por los niveles de MO que incluyen virus microscópicos, bacterias, hongos, protozoos, artrópodos de tamaño pequeño y mediano, lombrices, etc. Por ejemplo, existen alrededor de 1 014 bacterias, 109 hongos, 107 nematodos y 102 lombrices por metro cuadrado de suelo (Domínguez *et al.*, 2009).

La descomposición de la materia orgánica produce sustancias y aglutinantes microbianos que favorece y estabiliza la estructura deseable del suelo, especialmente beneficiosa en suelos arcillosos con problemas de circulación de agua. Muchas de las moléculas orgánicas producidas por microorganismos favorecen la agregación al formar compuestos con la arcilla. A su vez, las raicillas y los micelios de los hongos ayudan a conservar los agregados, e igual ocurre con los exudados gelatinosos segregados por muchos organismos (plantas y bacterias).

Desde el punto de vista agrícola, la MO es medida en porcentaje y de acuerdo al origen y tipo de constituyentes, ha sido dividida conceptualmente en diversos reservorios (Jenkinson y Rayner, 1977). En la capa arable, estos últimos son difíciles de delimitar, tanto según su constitución bioquímica, como su estructura física (Stockdale *et al.*, 1997). Los reservorios mencionados, frecuentemente se

encuentran asociados a partículas minerales elementales de distinto tamaño, formando agregados organominerales (Duxbury y Nkamble, 1994), recubriendo los distintos minerales, o encontrándose al interior de la matriz arcillosa del suelo (Hassink *et al.*, 1997).

A las reservas orgánicas (RO) de MO, se les puede agrupar según su susceptibilidad al ataque microbiano, del siguiente modo (Galvis, 1998).

- A) Reservas orgánicas activas lábiles (ROAL). Son constituyentes de reciente depósito o incorporación, de baja estabilidad, que en condiciones de campo se mineralizan en menos de un año. Por su composición química son azúcares, aminoácidos, hemicelulosas, celulosa, etc. (De Jager *et al.*, 1998).
- B) Reservas orgánicas activas estabilizadas (ROAE). Son compuestos no humificados de mineralización más lenta (Janssen, 1993), derivada de su composición (compuestos lignificados, Paustian *et al.*, 1997), o de la protección física al ataque microbiano, que existe en el interior de la matriz arcillosa.
- C) Reservas orgánicas pasivas (ROP). Son materiales humificados (como es el caso de los ácidos húmicos y fúlvicos), que por su composición bioquímica se mineralizan muy lentamente y que no contribuyen en el corto plazo a la nutrición de los cultivos  $<3 \text{ kg N ha}^{-1} \text{ año}^{-1}$ , en condiciones óptimas de humedad y temperatura (Cabrera, 1993). Su aporte solo se considera al simular la dinámica del carbono (Greenland, 1994) y nitrógeno (Campbell *et al.*, 1996), en períodos mayores de 20 años.

## 2.11. Materia Orgánica y su Influencia en la Estructuración del Suelo.

La estabilidad estructural es la habilidad del suelo para retener su arreglo de sólidos y espacio poroso, cuando fuerzas externas son aplicadas. Las fuerzas externas pueden ser naturales o antropogénicas. La estabilidad de los agregados

depende de los agentes de unión involucrados en la cementación de partículas. Los agentes de unión involucrados en cada etapa de la agregación pueden ser agrupados en tres categorías principales, que se describen a continuación.

#### 2.11.1. Agentes de Unión Transitorios

Son materiales orgánicos que son descompuestos de manera muy rápida por los microorganismos del suelo. Estos materiales incluyen: 1) polisacáridos microbiales que son producidos por la adición de varios materiales al suelo, 2) algunos de los polisacáridos se encuentran asociados con las raíces y la biomasa microbiana en la rizósfera. Estos polisacáridos o adherentes están asociados con grandes agregados estables (>250  $\mu\text{m}$  de diámetro) de forma transitoria y son descompuestos rápidamente. La celulosa contribuye únicamente con una pequeña fracción en la agregación, pero de manera más persistente. Los polisacáridos transitorios (producidos por bacterias, hongos y raíces de plantas) unen partículas de arcilla en agregados, con tamaño del orden de 10  $\mu\text{m}$  de diámetro, pero también estabilizan agregados del tamaño < 50  $\mu\text{m}$  de diámetro.

#### 2.11.2. Agentes de Unión Temporales

Entre estos agentes se encuentran las raíces y las hifas micorrízicas (Tisdall, 1991). Estos agentes de unión participan en el desarrollo del suelo por espacios de tiempo que van desde unas pocas semanas o meses, como el sistema radical que se encuentra asociado al desarrollo de las hifas. Ellos persisten por meses o quizás por años y son afectados por el manejo del suelo.

Raíces. Suministran al suelo residuos orgánicos que pueden ser descompuestos y son capaces de soportar grandes cantidades de poblaciones microbiales en la rizósfera. Las raíces de algunas plantas, como las de los pastos, actúan como agentes de unión. Los residuos liberados en el suelo por las raíces son: 1) raíces laterales finas, 2) pelos radicales, 3) células de la coifa de la raíz y 4) Mucilagos. La cantidad de carbono orgánico liberado por las raíces es proporcional



a la longitud de la raíz, puede ser de 20 a 49 gramos de material orgánico por 100 gramos de raíz cosechada.

Hifas de hongos. Las hifas de hongos son fuertemente adhesivas y se encuentran recubriendo partículas finas de arcilla. La estabilización de los agregados por hongos en el campo está limitada a periodos en que los materiales de rápida descomposición se encuentren disponibles. Las hifas de hongos son relativamente amplias y generalmente unen microagregados >250  $\mu\text{m}$ .

Hongos saprófitos. Este grupo de hongos, incluye hongos de color oscuro y tienden a persistir en el suelo.

Hongos micorrízicos vesiculares arbusculares (VA). Son abundantes en el suelo y son simbioses obligados. Los hongos micorrízicos arbusculares tienden a ser más abundantes en suelos con niveles bajos o desbalanceados de nutrimentos. Los hongos micorrízicos unen partículas en agregados y microagregados en macroagregados.

Otros agentes de unión temporal. Los hongos constituyen más del 50% de la biomasa microbiana en algunos suelos y contribuye más que las bacterias en la materia orgánica del suelo. Las uniones orgánicas también forman parte de células de bacterias degradadas. En suelos desérticos, los filamentos de algas verde-azules son importantes. Las algas y líquenes forman una capa en suelos desérticos.

### 2.11.3. Agentes de Unión Persistentes

Las uniones persistentes incluyen polímeros como polisacáridos y materiales orgánicos estabilizados asociados con metales. Materiales húmicos aromáticos vinculados con hierro amorfo, aluminio y aluminosilicatos forman la gran fracción órgano-mineral de los suelos y constituyen del 52 al 98% de la materia orgánica total de los suelos. Los agentes de unión persistentes incluyen complejos de arcilla-metal polivalente-materia orgánica, Ar-P-MO y (Ar- P-MO) $x$  ambos con diámetro < 250  $\mu\text{m}$ . Los agentes de unión persistentes son probablemente derivados de

fragmentos resistentes de raíces, hifas, células bacteriales y colonias desarrolladas en la rizósfera. La materia orgánica se encuentra en el centro del agregado con partículas de arcilla fina adsorbidas sobre ellas, contrario a lo expuesto en el modelo de Emerson, en que la materia orgánica se encuentra adsorbida sobre la superficie de las arcillas. Los agentes de unión persistentes no han sido definidos químicamente, al igual que la fórmula de los ácidos húmicos.

Los polisacáridos producidos por los microorganismos del suelo, poseen propiedades adhesivas que contribuyen a la agregación de los suelos en buena parte, como resultado de las fuerzas físicas débiles, las fuerzas de Vander Waals y puentes de hidrogeno, pero también son facilitadas por la gran área superficial presentan las arcillas. Los polisacáridos ácidos y neutrales, al parecer son capaces de unir partículas dentro de los agregados; la efectividad de los polisacáridos ácidos es controlada por el contenido de ácido urónico (Martin, 1971) y la efectividad de los polisacáridos neutrales es controlada por la masa molecular; es decir, la mayor masa molecular permite un gran número de enlaces entre el suelo y el material parental. Un número de polisacáridos neutrales, como las dextrosas producidas por algas, están relacionadas en la agregación del suelo. Estos organismos pueden jugar un papel importante en la agregación del suelo, particularmente en regiones tropicales y subtropicales (Lynch, 1983). La producción y/o aplicación del inoculo de algas proporciona una estrategia en el manejo potencial de algunos suelos que son sensibles a la erosión del viento y del agua.

Las hifas o filamentos de hongos (incluyendo micorrizas) y algas, así como raíces finas de plantas, completan el grupo de agentes de unión transitoria. Ellos tienden a acumularse en el suelo por un periodo de tiempo y persistir por meses o hasta por años. Las partículas más grandes del suelo (particularmente, la fracción arenosa), tienden a estar unidas por estos tipos de agentes de unión (Forster, 1981). Varios de los filamentos microbiales tienden a tener superficies pegajosas, como resultado de la producción de polisacáridos extracelulares, así como la punta de las raíces en su desarrollo, que también producen polisacáridos pegajosos.

Estas sustancias pegajosas, permiten a los filamentos adherir fuertemente las partículas del suelo y facilitar los procesos de unión física.

Los principales agentes de unión persistentes, son los constituyentes húmicos resistentes, que resultan de la descomposición de restos de plantas, animales y microorganismos. Este grupo puede a menudo, estar asociado con aluminio amorfo y hierro en los suelos.

## 2.12. Polisacáridos.

Los polisacáridos son biomoléculas formadas por la unión de una gran cantidad de monosacáridos. Se encuadran entre los glúcidos, y cumplen funciones diversas, sobre todo de reservas energéticas y estructurales.

Estos compuestos llegan a tener un peso molecular muy elevado, que depende del número de residuos o unidades de monosacáridos que participen en su estructura. Este número es casi siempre indeterminado.

Para la clasificación de los polisacáridos, se acude a uno de dos criterios, el funcional, que es el más difundido, o el químico, que se atiene a su estructura y composición. Según la función biológica, podemos clasificar los polisacáridos en los siguientes grupos: polisacáridos de reserva, que representan una forma de almacenar azúcares sin crear por ello un problema osmótico. La principal molécula proveedora de energía para las células de los seres vivos es la glucosa; polisacáridos estructurales, se trata de glúcidos que participan en la construcción de estructuras orgánicas. Los más importantes son los que constituyen la parte principal de la pared celular de plantas, hongos y otros organismos. La celulosa es el más importante de los polisacáridos estructurales. Es el principal componente de la pared celular en las plantas, y la más abundante de las biomoléculas que existen en el planeta. Es un glucano, es decir, un polímero de glucosa, con enlaces glucosídicos entre sus residuos de tipo  $\beta$  (1 $\rightarrow$ 4).

Los polisacáridos en el suelo se producen rápidamente, pero también se descomponen rápidamente (Tisdall y Oades, 1982) y pueden estar actuando como cementantes o pegamentos (Oades, 1989). Los primeros trabajos que se reportan sobre este tema fueron realizados por Aspiras *et al.* (1971) y Tisdall y Oades (1980), quienes mostraron que los polisacáridos que producen las hifas que estabilizan los agregados, en especial si estas no se rompen y sus partes más internas no se exponen.

Otro mecanismo por el cual los polisacáridos pueden persistir en suelo es por la formación de complejos con metales o uniéndose a grupos activos de otros compuestos orgánicos y a minerales arcillosos (Allison, 1968).

## 2.13. Nopal (*Opuntia* spp.)

### 2.13.1. Origen y Distribución Geográfica

La planta del nopal se distribuye en América, siendo México el país con mayor abundancia de especies por lo que se puede considerar como centro de origen y diversidad de esta especie. A partir de la conquista, las mejores variedades fueron llevadas por los conquistadores a Sudamérica y al resto del mundo. Actualmente, las plantas del género *Opuntia* son nativas de varios ambientes, desde zonas áridas al nivel del mar hasta territorios de gran altura como los Andes del Perú, desde regiones tropicales de México donde las temperaturas están siempre por sobre los 5°C a áreas de Canadá que en el invierno llegan a -40°C (Goldstein y Nobel, 1991).

Actualmente existen en forma silvestre o cultivada en el sur de España y en toda la cuenca del Mediterráneo: Francia, Grecia, Italia y Turquía, llegando hasta Israel. Los árabes la llevaron desde España a África, difundiéndose en Argelia, Egipto, Eritrea, Etiopía, Libia, Marruecos y Túnez. Sin embargo, su distribución es aún mayor; en el continente americano se encuentra desde Canadá a Chile, en Argentina, Bolivia, Brasil, Colombia, Estados Unidos de América, México, Perú y

Venezuela y varios países de América Central; en otros continentes se encuentra en Angola y Sudáfrica, en Australia y la India. En estos países, se localiza parte de las más de 5.000 millones de hectáreas de zonas áridas y semiáridas del planeta y sus pueblos buscan especies que pueden desarrollarse y prosperar en ese peculiar y restrictivo hábitat (Sáenz *et. al.*, 2006).

En México, la producción de nopal en puede clasificarse en tres tipos: nopaleras silvestres, de huertos familiares y plantaciones. La producción en nopaleras, en su gran mayoría silvestres, se estima en 3 millones de ha, distribuidas en 15 estados del país. El 52.5% de superficie nacional está ocupada por zonas áridas y semiáridas y ya que las condiciones climáticas que prevalecen en éstas impiden la producción de otros cultivos, el nopal se convierte en una de las alternativas económicas más viables para sus habitantes (Saravia-Tasayco, 2004).

El cultivo y aprovechamiento del nopal se remonta a las antiguas civilizaciones mesoamericanas y su importancia en la vida social, económica y religiosa determinó las rutas migratorias de las tribus nómadas de Aridoamérica. El nopal (*Opuntia* spp.) ha representado, para los mexicanos, en su desarrollo histórico, uno de los elementos bióticos más relevantes y de mayor significado cultural, ya que se utiliza como alimento (verdura o fruto), bebida alcohólica, dulce, forraje, cerco vivo, producto industrial, etc. Su valor cultural y biótico ha quedado plasmado en códices, pinturas y bibliografías antiguas; su significado histórico es evidente.

### 2.13.2. Importancia Económica

El nopal (*Opuntia* spp.) se encuentra entre las principales especies hortofrutícolas producidas en México. hay un consumo per cápita de 6.3 kg al año. En México los principales estados productores de nopal verdura son: Morelos (367 826 toneladas), Ciudad de México (204 048 toneladas), Estado de México (89 968 toneladas) y Jalisco (33 443 toneladas), con una producción total anual de 810 939 toneladas (SIAP, 2017). La producción excedente se exporta a más de 17 países,

destacando Estados Unidos como el mayor comprador, además de Japón, y algunos países europeos (SIAP, 2017).

### 2.13.3. Descripción Botánica y Clasificación Taxonómica del Nopal

Los nopales son plantas arbustivas y erectas que pueden alcanzar de 3.5 a 5 m de altura. La planta consta de raíz, una parte vegetativa (tallo o cladodio), la fruta y la flor (Granados y Castañeda, 2003). Los tallos o cladodios, comúnmente llamados pencas, son suculentos, articulados y con actividad fotosintética. Presentan forma de raqueta ovoide o elongada alcanzando entre 60 y 70 cm de longitud en alrededor de 90 días. Se encuentran protegidos por una cutícula gruesa, la cual reduce la pérdida de agua. En ambas caras del cladodio se presentan yemas conocidas como aréolas, que tienen la capacidad de desarrollar nuevos cladodios, flores y raíces. Estas estructuras presentan en su cavidad espinas, que generalmente son pequeñas o grandes. Las pequeñas se agrupan en gran número en estructuras llamadas gloquidios y las grandes son consideradas como hojas modificadas.

La taxonomía de los nopales es sumamente compleja debido a múltiples razones, entre las que destaca el hecho de que los fenotipos presentan gran variabilidad según las condiciones ambientales. Además, es frecuente encontrar casos de poliploidía, ya que se reproducen en forma sexual o asexual y existen numerosos híbridos interespecíficos, lo que complica más su clasificación (Sáenz, 2006). La nomenclatura científica del nopal es la siguiente:

Reino: *Plantae*

División: *Magnoliophyta*

Clase: *Magnoliopsida*

Orden: *Caryophyllales*

Familia: *Cactaceae*

Tribu: *Opuntiae*

Género: *Opuntia*

Especie: *Opuntia ficus-indica* Mill.

*O. ficus-indica* puede diferenciarse de todos los otros miembros del género por presentar la combinación de las siguientes características: cladodios usualmente elípticos, de gran tamaño, carente total o casi totalmente de espinas; con frutos grandes, dulces y carnosos y por encontrarse exclusivamente en ambientes modificados. Las variedades se diferencian principalmente en cuatro grupos por el color de la cáscara y la pulpa del fruto: cáscara verde amarilla y pulpa blanca, cáscara amarilla anaranjada y pulpa naranja, cáscara verde-roja y pulpa roja; y cáscara y pulpa púrpura (Álvarez, 2007).

#### 2.13.4. Composición Química

La composición química de las cactáceas varía entre las distintas especies y también dentro de la misma especie. Algunos factores adicionales que afectan la composición de los cladodios son: la edad, el clima, así como la salinidad, humedad y textura del suelo donde se cultivó la planta (Granados y Castañeda, 2003; Feugang *et al.*, 2006; Sáenz, *et al.*, 2006).

El nopal verdura es rico en agua (91%), pectinas y mucilagos. Tiene un pH entre 5.0 y 6.6, acidez titulable de 0.03% a 0.12% y sólidos de 12% a 17%. En contenido de minerales, aminoácidos, vitaminas y antioxidantes destacan el Ca y K; el ácido glutámico y la cerina; los carotenoides y el ácido ascórbico (Cuadro 3, 4 y 5) (Feugang *et al.*, 2006; Sáenz *et al.*, 2006).

Cuadro 3. Contenido de minerales en cladodios desespinados de *Opuntia* (Landa, 2012).

Mineral	g/100 g de peso seco
Calcio (Ca)	5.64
Magnesio (Mg)	0.19
Potasio (K)	2.35
Fósforo (P)	0.15
Sodio (Na)	0.4
Fierro (Fe)	0.14 µg (trazas)

Cuadro 4. Contenido de vitaminas y antioxidantes de cladodios de *Opuntia* (Landa, 2012).

Componente	mg/ 100 g peso fresco
Ácido ascórbico	7-22
Niacina	0.46
Rivoflavina	0.60
Tiamina	0.14
Carotenoides totales	11.3 -55.3 µg

Cuadro 5. Contenido de aminoácidos en cladodios de *Opuntia* (Landa, 2012).

Aminoácido	g/100g de peso fresco
Alanina	0.6
Arginina	2.4
Asparagina	1.5
Ácido aspártico	2.1
Ácido glutámico	2.6
Glutamina	17.3
Glicina	0.5
Histidina	2.0
Isoleucina	1.9
Leucina	1.3
Lisina	2.5
Metionina	1.4
Fenilalanina	1.7
Serina	3.2
Treonina	2.0
Tirosina	0.7
Triptofano	0.5
Valina	3.7

#### 2.13.5. Usos del Nopal

El uso del nopal en México se inició con las antiguas civilizaciones mesoamericanas a través de la recolección de tallos, frutos y flores de *Opuntia*, los cuales fueron utilizados por diversas tribus del norte, centro y sur de México, como uno de los alimentos básicos de su dieta. Asimismo, numerosas tribus errantes concurrían durante la época de fructificación a lugares donde abundaban poblaciones de nopal y algunas estas tribus terminaban por formar ahí sus pueblos (Instituto Nacional de Ecología, 2012).

La evidencia del conocimiento y uso del nopal por parte de los primeros pobladores mexicanos se encuentra en las excavaciones que se realizaron en Tamaulipas y Tehuacán, Puebla, donde se encuentran fosilizadas semillas y



cáscaras de tuna, así como fibras de pencas de nopal, de una antigüedad de siete mil años (Universidad Autónoma Chapingo, 1995).

En el México antiguo los mexicas, usaron ampliamente al nopal como una fuente de alimento, como medicina, en la economía doméstica, en sus prácticas religiosas y políticas (Brams y Scheinvar, 1999).

Las tunas eran consumidas por los indígenas como fruta fresca o secada al sol, al igual que cocidas y machacadas. De acuerdo a la forma de cocimiento se obtenían: una miel ligera llamada después de la Conquista "miel de tuna"; una miel espesa llamada por los conquistadores "melcocha"; una especie de mermelada; y una pasta más o menos suave conocida en la actualidad como "queso de tuna". Las tunas rebanadas y secadas al sol, se conservaban para ser utilizadas en tiempos de escasez (Instituto Nacional de Ecología. 2012).

Además del uso alimenticio, se tienen evidencias de su utilidad medicinal, como material cementante en construcciones y para purificar el agua. Algunas de las costumbres del uso del nopal fueron adoptadas por los colonizadores, conquistadores y posteriormente, por la población mestiza y criolla durante la Colonia (Instituto Nacional de Ecología. 2012).

Las pencas provenientes de las podas del nopal tunero se utilizan como forraje para alimentar al ganado en épocas de sequía y en el invierno, aunque no cumple con una dieta completa, suple en gran medida el agua que los animales necesitan. Asimismo, pueden ser utilizadas para el cultivo de la grana-cochinilla, a fin de obtener subproductos tales como colorantes "carmín", laca y ácido carmínico. Los renuevos del nopal (nopalitos) se emplean como alimento, preparados en variados platillos (Instituto Nacional de Ecología. 2012).

A lo anterior se suman otros procesos para la transformación del nopal, tales como: elaboración de champú, crema y jabón; obtención de fibra deshidratada, jugo de nopal con propiedades hipoglucemiantes y extracción de mucilago de nopal, al

cual se pretende darle diversos usos (emulsificante, lubricante para perforaciones, adherente en pinturas, recubridor, cosméticos, etc.) (Instituto Nacional de Ecología. 2012).

La planta de nopal ofrece una gama de posibilidades que se deben tener presentes para darle un uso integral.

El nopal también contiene sustancias viscosas generalmente conocidas como mucilago o hidro-coloide, que está constituido por carbohidratos de alto peso molecular. Contiene principalmente dos polímeros naturales orgánicos: amilasa (polímero de la glucosa con unión 1-4 de tipo  $\alpha$  consigo misma) y amilopectina (polímero también de la glucosa, pero con uniones 1-6). La amilasa se encuentra formando una cadena helicoidal que en solución tiene la capacidad de formar películas delgadas que, al secar, presentan alta rigidez. La amilopectina, como todo compuesto de alto peso molecular, presenta viscosidad elevada en estado puro, pero es altamente soluble en agua. Combinadas y encontrándose en solución acuosa, ambas pueden formar capas con diferentes propiedades mecánicas, éstas características de cohesión se han aprovechado para unir diferentes materiales. De esta manera, encontrándose en solución acuosa, ofrecerá a cualquier concentración diferente de cero ciertas características de cohesión (Masschelein-Kleiner, 1995).

El mucilago de nopal de algunas especies, es tan pegajoso, que las personas que viven en comunidades rurales lo emplean como pegamento; llegó a ser tan importante ese uso que se industrializó en el sur de los Estados Unidos. Diego Rivera y Javier Guerrero, pintores mexicanos, emplearon en su técnica, la baba de nopal. Como ejemplo, se encuentran los murales de la Secretaría de Educación Pública (Blanco, 1966).

En México se ha utilizado el mucilago de nopal en combinación con cal porque aumenta sus propiedades adhesivas y mejora su repelencia al agua. Por

sus propiedades adhesivas, se ha usado de forma similar al yeso en paredes de adobe y ladrillo y también como una barrera al agua en el estuco (García, 2013).

Cárdenas *et al.* (1998) han señalado que desde hace muchos siglos se agrega jugo de nopal como adhesivo orgánico a la cal, para restaurar y proteger edificios históricos en México. Un estudio realizado por estos autores, se probó la adición de jugo de nopal (extraído de pencas hervidas) a la cal ( $\text{Ca}(\text{OH})_2$ ) en proporciones diferentes (0.65%, 1% y 1.95%); la resistencia de las pastas secas fue evaluada por una prueba penetración-ruptura con un texturómetro. A medida que la cantidad de jugo de nopal aumentaba, se produjo una reducción drástica del estrés máximo y de la tasa de deformación, comparado con un testigo (sin jugo de nopal); en cambio, la cal control mostró una estructura mecánica más homogénea en la muestra con la dosis más baja de jugo de nopal (0.65%).

El efecto de cohesión ha sido aprovechado desde la antigüedad, principalmente para la elaboración de adobe para la construcción. Tiene la ventaja de que, ya que el mucilago se encuentra en baja proporción en dilución, no se presentan problemas durante su incorporación a la mezcla de materiales para obtener adobe o bloques de tierra comprimida terminados y durante siglos se han observado de manera empírica grandes ventajas al hacer uso de éste.

Además, del hecho histórico del uso en construcciones, el nopal (*Opuntia ficus-indica*) crece fácilmente, en regiones áridas y semiáridas, en suelos de baja fertilidad (altas temperaturas y poca escasez de agua). Esta especie, también se utiliza como clarificador rudimentario de agua en las comunidades rurales, y hasta hoy no hay estudios registrados en la extracción, caracterización y explotación comercial en nuestro país.

En el caso de que el material proveniente de la poda de nopal no se utilice para nuevas plantaciones o que no reúna las características deseadas para tal fin, se sugiere utilizarlo para la obtención de abono orgánico o para la alimentación del

ganado. En los tres años de las experiencias realizadas en la Facultad de Ciencias Agronómicas de la Universidad de Chile, los bioabonos no produjeron cambios significativos en propiedades físicas del suelo; sin embargo, al comparar con el tratamiento testigo, existió una tendencia a aumentar el agua aprovechable, aumentar la velocidad de infiltración y a disminuir la densidad aparente (Varnero y García de Cortázar, 1998).

Al examinar el cactus *Opuntia* como materia prima para usos comerciales, Saag *et al.* (1975) encontraron que los polisacáridos en el mucilago contienen los azúcares ramnosa, arabinosa, galactosa y xilosa. Llegaron a la conclusión de que los polisacáridos en *Opuntia* son similares a la pectina. Cárdenas *et al.* (1998) confirmó que las formas de mucilago de cactus, son grandes polisacáridos, como la pectina soluble en agua, y especuló que mediante la promoción de la floculación puede funcionar como un clarificador de agua.

#### 2.13.6. El Mucilago de Nopal

Las cactáceas se caracterizan por la producción de mucilago. El mucilago es un complejo de carbohidratos, y por esta razón es un componente con perspectivas como un aditivo no solo para la industria alimenticia sino también para otros usos industriales. La parte interior de los cladodios está formada por colénquima, donde se lleva a cabo la fotosíntesis, y de parénquima blanco medular, que tiene como principal función el almacenamiento de agua. Hay células mucilaginosas en ambos y por su capacidad de retención de agua juegan un papel importante dentro de la fisiología de planta. Goldstein y Nobel (1991) estudiaron el papel del mucilago en el proceso de congelamiento de los tejidos de *Opuntia ficus*, llegando a la conclusión de que el gran contenido de mucilago y el de agua apoplástica evitan que se produzcan daños considerables al realizarse el descongelamiento.

Los cladodios del nopal (*Opuntia* spp.) y en menor grado sus frutos, son fuentes naturales de polisacáridos estructurales (Cárdenas *et al.*, 1999; Sáenz, 2002). *O. ficus-indica* es una de las especies más estudiadas (Cárdenas *et al.*,

1999). Varios investigadores han estudiado la composición química del mucilago de *Opuntia* spp. Amin *et al.* (1970) encontraron que el mucilago es un polisacárido neutral, y otros estudios posteriores de identificación de la estructura molecular, usando técnicas cromatográficas (Saag *et al.*, 1975; McGarvie y Parolis, 1979; Paulsen y Lund, 1979; Sáenz *et al.*, 1992; Forni *et al.*, 1994), mostraron que en general el mucilago contiene cantidades variables de L-arabinosa, D-galactosa, L-ramnosa, D-xilosa, como principales azúcares neutros, además de la presencia de ácido D-galacturónico (Adjeroud *et al.*, 2015; Asha *et al.*, 2014; Buttice, 2012; Cardenas *et al.*, 2008; Kaur *et al.*, 2012; Mounir *et al.*, 2014; Ribeiro *et al.*, 2010; Stintzing y Carle, 2005; Zhong *et al.*, 2010).

Varios estudios sobre su estructura y composición encontraron que se trata de una sustancia polimérica compleja y ramificada, que contiene restos de L-arabinosa, D-galactosa, ácido D-galacturónico, L-ramnosa y D-xilosa (McGarvie y Parolis, 1981; Cárdenas *et al.*, 1997; Medina Torres *et al.*, 2000; Goycoolea y Cárdenas, 2003; Sáenz *et al.*, 2004; Snyman *et al.*, 2006; Duru y Turker, 2005; Matsuhiro *et al.*, 2006; Sepúlveda *et al.*, 2007).

En cambio, Cárdenas *et al.* (1999) indicó que el mucilago de los cladodios de *O. ficus-indica* es un arabinogalactano ramificado, que presenta una fracción sin carga (55%), compuesta por residuos de arabinosa (42.5%), galactosa (29%), glucosa (2.5%) y xilosa (26 %), sugirió que esta composición química es similar a las zonas ramificadas de la pectina. Es probable que los mucilagos y pectina, debido a su composición similar, podrían co-extraerse, dependiendo de la metodología utilizada y de los tejidos vegetales analizados.

La presencia de mucilago y acidez en nopalitos, de semillas y mucilago en los frutos, afecta la aceptabilidad de los consumidores, principalmente en países distintos de México (Razo y Sánchez, 2002; Huerta y Montes, 2003; Corrales *et al.*, 2004). De acuerdo con Nobel (1986), el mucilago de *O. ficus-indica* es un heteropolisacárido de alto peso molecular, que puede tener cerca de 30 000 sub-unidades

de arabinosa (35% a 45%), galactosa (20% a 25%), ramnosa (7% a 8%), xilosa (7% y 8%) y ácido galacturónico (19% a 31%), y las moléculas de mucilago tienen numerosas cargas negativas, que unen al  $\text{Ca}^{2+}$ , al igual que la pectina.

Los polisacáridos obtenidos de las plantas son una fuente interesante de aditivos para la industria alimentaria y se han utilizado empíricamente para modificar las propiedades reológicas de algunos productos (Pimienta-Barrios, 1990). Se hinchan cuando se sumergen en agua o en algunos casos forman suspensiones coloidales muy viscosos o masas de gelatinosas (Sáenz y Montoya, 1999).

En un estudio efectuado en Cuba (López, 2000) comparó la capacidad clarificante del mucilago, con otros agentes tradicionales como el sulfato de aluminio ( $\text{Al}_2(\text{SO}_4)_3$ ). El autor informó que el mucilago de *Opuntia ficus indica* y el de *O. stricta* var. *Dillenii* tienen una conducta similar al sulfato de aluminio para clarificar el agua. Las mejores dosis fueron cuando utilizaron cerca de 0.8 mL/L en agua con turbidez media y alta. El mucilago también redujo la demanda química de oxígeno (DQO) y removió metales pesados (Fe, Al, Mn) y coliformes fecales. Después del tratamiento el agua no presentó olores desagradables.

Por otra parte, en Perú, Ramsey (1999) estudió el uso del mucilago de los cladodios de nopal para estabilizar bloques de adobe, comparándolo con la cal; los resultados obtenidos no fueron exitosos como se esperaba, probablemente debido a que las dosis empleadas fueron bajas (10%).

En México hay una larga historia del uso del mucilago de nopal en combinación con cal; aumenta sus propiedades adhesivas y mejora su repelencia al agua. Cárdenas *et al.* (1998) han señalado que desde hace muchos siglos se agrega jugo de nopal como un adhesivo orgánico a la cal para restaurar y proteger edificios históricos en México. Por su parte, Hernández y Serrano (2003), en un estudio sobre la adición de mucilago de nopal liofilizado a morteros ampliamente usados en la construcción, observaron que la adición de 0,5 g de mucilago liofilizado mejoraba las características mecánicas de la mezcla, con una mejor resistencia a

la compresión que el tratamiento de control sin mucilago. La mezcla de yeso + arena sílice + mucilago de nopal liofilizado mostró un esfuerzo a la compresión de 151,8 kg/cm<sup>2</sup> a los 28 días, en comparación con el control que fue de 125,6 kg/cm<sup>2</sup>.

Gardiner *et al.* (1999), investigaron la acción de un extracto de nopal para mejorar la infiltración del agua en el suelo. Los autores compararon poliacrilamidas (PAM) con un extracto de nopal sin diluir y diluido, concluyendo que la aplicación del extracto aumenta la infiltración de agua en la tierra, en una magnitud similar al de las poliacrilamidas; sin embargo, todavía se ignora la persistencia de los efectos del extracto, así como el ingrediente activo y el mecanismo de acción.

Últimamente está siendo estudiado el uso de los cladodios para evitar la corrosión. En Marruecos, Hammouch *et al.* (2004) encontraron que la utilización de un extracto acuoso obtenido de los cladodios demostró ser exitoso para evitar la corrosión del hierro. Por su parte Torres-Acosta *et al.* (2004) analizaron la adición de mezcla de nopal y aloe vera en el concreto, como un método de aumentar las propiedades anticorrosivas al entrar en contacto con el acero.

Estudios recientes (Barbera, 2018), evalúan al mucilago de nopal como un material bioadsorbente en tratamientos de aguas residuales, debido a su relativa abundancia y bajo costo comercial, además, de su uso para la eliminación de residuos de pesticidas (Gebrekidan *et al.*, 2013), o su adición a tratamientos de electrocoagulación- electroflotación (Nawel, 2015). También a ha cobrado relevancia en estudios para la purificación de agua, por su acción floculante de metales pesados (Buttice y Alcantar, 2014).

### **III. OBJETIVOS**

- 1.- Evaluar el efecto del mucilago de nopal (*Opuntia* spp.) sobre el crecimiento de plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) en tres tipos de suelo.
- 2.- Evaluar la variación que experimenta el carbono orgánico (CO), el nitrógeno (N), el pH y la conductividad eléctrica (CE), debido a diferentes dosis de mucilago de nopal en tres tipos de suelo.

### **IV. HIPÓTESIS**

- 1.- El crecimiento de plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) será mayor en los tratamientos con mucilago de nopal (*Opuntia* spp.) en los tres tipos de suelo.
- 2.- La aplicación de mucilago de nopal afectara el carbono orgánico (CO), el nitrógeno (N), el pH y la CE.

### **V. MATERIALES Y MÉTODOS**

#### 5.1. Descripción de la zona de recolección del suelo.

El área se localiza en los terrenos del Colegio de Postgraduados Campus Montecillo, dentro de las coordenadas 19° 22´ y 19° 37´ de latitud Norte y los 98° 54´ y 99° 03´ de longitud Oeste, con una altitud de 2243 m.s.m.n. El relieve es convexo con una pendiente entre 2% y 3%. Con un material parental de sedimentos lacustres de naturaleza volcánica. La flora presente es de: Pirul, pasto y cultivos como maíz, alfalfa, entre otros. Hay presencia de madrigueras de topos. El clima, es C(w0) (w) b(í)g; templado subhúmedo con lluvias en verano (Figura 4).





Figura 4. Localización del Colegio de Postgraduados.

Se seleccionaron tres tipos de suelo, de cada lugar se tomaron los primeros 20 cm de suelo, este se secó a temperatura ambiente y se homogeneizó con un tamiz del número 10 (apertura de 2 mm de diámetro). se determinó la textura, capacidad de campo (CC), punto de marchitez permanente (PMP), humedad aprovechable (HA), pH, conductividad eléctrica (CE), porcentaje de carbono (C) y porcentaje de nitrógeno (N) (Cuadro 6).

Cuadro 6. Primer análisis de los suelos colectados para determinar las constantes de humedad

Sitio	Textura	CC	PMP	pH	CE (dS m <sup>-1</sup> )	C (%)	N (%)
1	Franco arenosa	14.95	9.27	7.9	3.7	2.56	0.15
2	Arcillo limosa	38.26	26.55	7.9	1.1	2.28	0.19
3	Arcillosa	36.34	23.22	8.4	2.5	2.19	0.14

## 5.2. Determinación del carbono orgánico

El contenido de la materia orgánica se determinó por el método de Walkley y Black (1947), basado en la oxidación de la materia orgánica del suelo con un exceso de dicromato de potasio (agente oxidante) y la determinación de dicho exceso por medio de la titulación con una solución de sulfato ferroso de normalidad conocida (agente reductor). La determinación del carbono orgánico se realizó mediante la siguiente fórmula:

$$\text{M.O.} = \text{C.O.} \times 1.724$$

Dónde:

M.O. = Materia orgánica (%)

C.O. = Carbono orgánico del suelo (%)

1.724 = Factor de conversión, considera que el 58% de la M.O. del suelo es carbono orgánico.

## 5.3. Nitrógeno total (%)

Para la obtención del contenido de nitrógeno total del suelo, se utilizó el método de semi-micro-kjeldahl. Este se basa en la oxidación de la materia orgánica del suelo con una mezcla ácida. Se colocaron 0.25 g de suelo seco, tamizado por malla 0.5 mm en un matraz micro-kjeldahl. Posteriormente, se le agregó la mezcla de catalizadores, ácido sulfúrico concentrado, se digestó, destiló y por último se tituló con  $\text{H}_2\text{SO}_4$  0.01 N (Bremner, 1965) (Figura 5).

$$\text{N (\%)} = [(\text{Vmuestra} - \text{Vblanco}) \times \text{N ácido} \times 14] / (\text{peso de la muestra} \times 10)$$

Dónde:

Vmuestra = volumen del ácido sulfúrico para titular la muestra en mL

Vblanco = volumen del ácido sulfúrico para titular el blanco en mL

N = normalidad del ácido sulfúrico

14 = peso mili-equivalente del nitrógeno

$1/10 =$  factor para convertir en porcentaje (100/1000)

Peso de la muestra en gramos.



Figura 5. Determinación de nitrógeno

#### 5.4. Determinación de pH.

Para la determinación de pH se pesaron 10 g de suelo en un frasco de vidrio, se adicionaron 20 mL de agua destilada, con una varilla de vidrio se mezcló manualmente, después, se dejó reposar durante 15 minutos. Se calibro el medidor de pH (potenciómetro) con soluciones reguladoras de pH 4 y pH 7, enjuagando con agua destilando los electrodos antes de iniciar las lecturas de las muestras.

#### 5.5. Determinación de la CE

Para determinar la CE se usó una celda que mide la capacidad de un material para transportar la corriente eléctrica. Una solución acuosa que contiene iones tiene esa habilidad. La conductividad de una solución electrolítica depende de la concentración total de iones presentes en agua, de la movilidad de cada uno de los iones disueltos, su valencia y de la temperatura a la que se hace la determinación.

## 5.6. Determinación de la textura del suelo

La textura se determinó usando el método de Bouyoucos. Se pesaron 60 g de suelo en un vaso de precipitado de 500 mL, se le agregó 40 mL de agua oxigenada y se puso a evaporar hasta sequedad. Este paso se repitió hasta que no hubiera efervescencia del agua oxigenada. Se pesaron 50 g de suelo de y se colocaron en un vaso de precipitado de 250 mL, se adiciono agua hasta cubrir la superficie con una lámina de 2 cm, se agregaron 5 mL de oxalato de sodio y 5 mL de metasilicato de sodio y se dejó reposar durante 15 minutos. Las muestras se pasaron a las copas del agitador mecánico, pasando todo el material con la ayuda de una piceta. Al finalizar el tiempo de agitación, se bajó la copa del dispersor y se pasó el contenido a una probeta de 1000 mL. Se agregó agua destilada hasta completar un litro con el hidrómetro dentro de la suspensión con el hidrómetro dentro de la suspensión. Se sacó el hidrómetro y suspendió el suelo con un agitador de mano operando durante un minuto. Se tomaron las lecturas del hidrómetro a los 40 segundos y después de 2 horas de terminada la dispersión con el agitador de mano.

## 5.7. Tratamientos y diseño experimental.

Se utilizó un diseño experimental completamente al azar con tres tratamientos; Testigo, T40-60 (40% de mucilago y 60% de agua) y T80-20 (80% de mucilago y 20% de agua), con cuatro repeticiones, para cada tipo de suelo (Muñoz *et al.* 2015). Las unidades experimentales (UE) fueron vasos de unicel donde se colocaron 150 g de suelo, a los que previamente se aplicaron los tratamientos designados aleatoriamente (Figura 6).



Figura 6. Unidades experimentales con los tratamientos ya aplicados.

Para conocer la cantidad de agua y de mucilago aplicado, se determinaron las constantes de humedad; capacidad de campo (CC), punto de marchitamiento permanente (PMP) y humedad aprovechable (CC menos PMP). Las pencas de nopal fueron seleccionadas de una especie criolla con 2 meses de edad de una huerta ubicada a  $19^{\circ} 32' 18.7''$  N y  $98^{\circ} 53' 59.4''$  O. El mucilago se obtuvo utilizando un extractor casero marca Oster, cada nopal se cortó en tiras de 2 cm de ancho para facilitar el proceso de extracción (Figura 7 y Figura 8). Se usaron semillas de jitomate tipo “bola” de la marca Hortaflores. (Cuadro 7). En cada UE se sembraron cinco semillas de jitomate, a los ocho días se dejó solo una plántula por vaso.



Figura 7. Mucilago de nopal extraído.



Figura 8. Mezcla de suelo y mucilago de nopal.

Las UE se colocaron en una cámara de ambiente controlado Marca Sherer, modelo Cel 3714, a una temperatura de 23 °C y humedad relativa del 40% en el Postgrado de Botánica del Colegio de Postgraduados Campus Montecillo (Figura 9). Se aplicaron riegos cada tres días, 20 mL por UE, hasta los 30 días, después se sacaron de la cámara para la evaluación de las siguientes variables; altura de la plántula (AP), número de hojas (NH), peso fresco (PF) (g), para las plántulas y carbono (C), nitrógeno (N), pH y conductividad eléctrica (CE), los análisis se realizaron en el laboratorio de Química de Suelos del Posgrado de Edafología del Colegio de Postgraduados-Campus Montecillo. Con los datos obtenidos se realizó un análisis de varianza y comparación de medias con DMS ( $\alpha=0.05$ ) (Figura 10).

Cuadro 7. Mucilago de nopal aplicado a cada tipo de suelo.

Tratamiento	Mucilago	Agua	Riego	Total	No. de repeticiones
	-----mL-----				
	-				
Sitio 1					
T80-20	10.5	3	25		4
T40-60	5.2	7.8	25		4
Testigo	0	13.1	25		4
Sitio 2					
T80-20	9.3	2.3	25		4
T40-60	4.7	7	25		4
Testigo	0	11.7	25		4
Sitio 3					
T80-20	4.6	1.1	25		4
T40-60	2.27	3.4	25		4
Testigo	0	5.7	25		4



Figura 9. Cámara de ambiente controlado Postgrado de Botánica.





Figura 10. Crecimiento de las plántulas de jitomate dentro de la cámara de ambiente controlado.



## VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

### 6.1. Altura de plántula

La producción de plántulas de jitomate vigorosas permite reducir la pérdida de plantas después del trasplante, sumado a esto, en muchas de las regiones productoras se ha estandarizado el uso de sustratos especiales para mejorar la producción de plántulas. Uno de los sustratos más usados es la turba, sus características físicas, químicas y biológicas permiten una excelente germinación y crecimiento de las plántulas, pero su costo es muy elevado, además, su uso ha comenzado a restringirse, debido a que su explotación ya no es sostenible.

De los tres tipos de suelo, la altura de plántula solo mostro diferencias significativas en el sitio 2, con el Testigo (Figura 11). En el experimento dos, sin embargo, tanto el sitio 2 y el sitio 3 presentaron diferencias significativas en los tratamientos T80-20 (Figura 12). Esto también se podría explicar por el tipo de textura presente en los sitios dos y tres, donde hay mayor presencia de partículas de arcilla, que son más fácilmente influenciadas por el mucilago, que en el sitio uno donde la textura es franco arenosa.

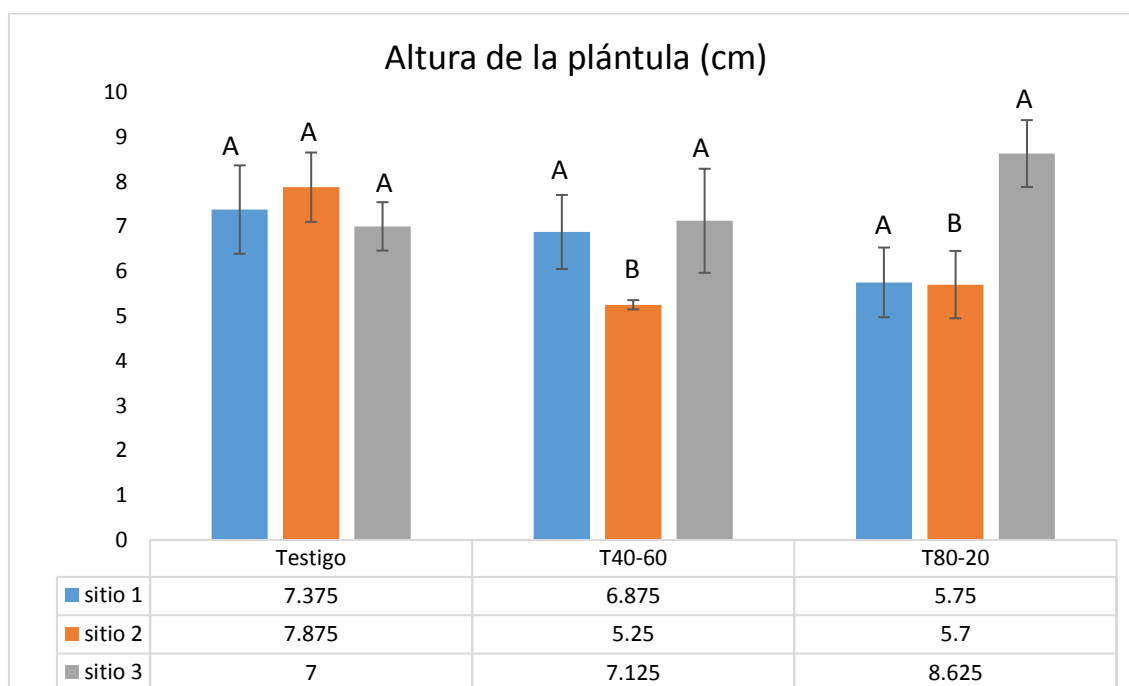


Figura 11. Altura de plántula experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

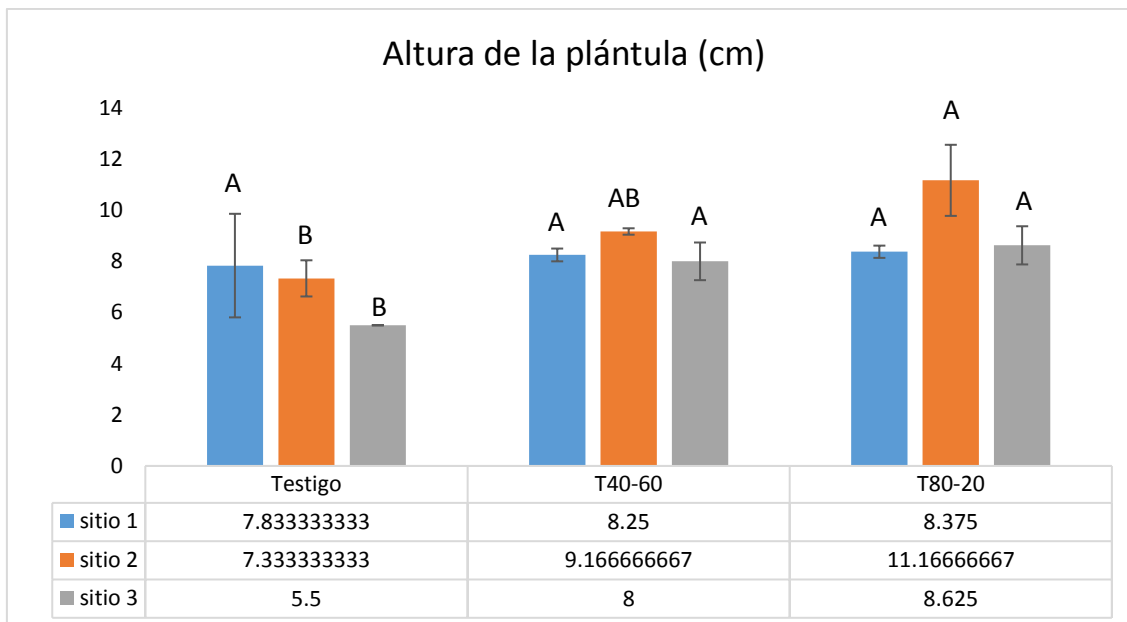


Figura 12. Altura de plántula experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

## 6.2. Número de hojas.

A diferencia de los resultados de altura de plántula, en el experimento 1 no se presentaron diferencias significativas en ningún sitio (Figura 13). Sin embargo, en el experimento dos, el sitio dos fue el único que mostro diferencias significativas en los tratamientos con mucilago, en especial el tratamiento T80-20 (Figura 14).

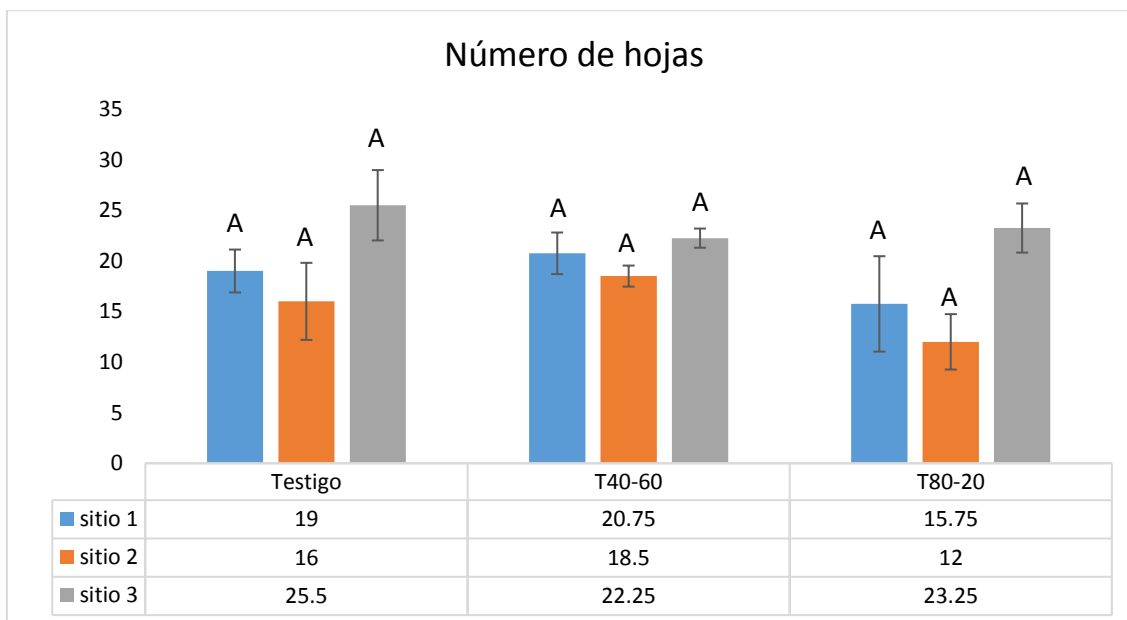


Figura 13. Número de hojas experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

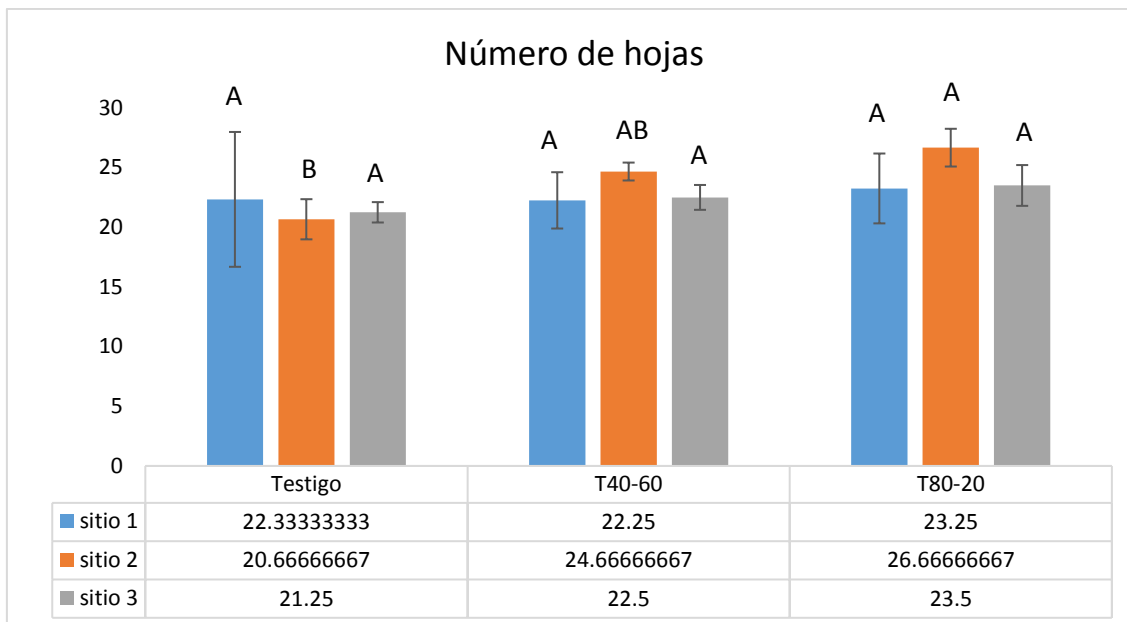


Figura 14. Número de hojas experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

### 6.3. Peso parte aérea

El sitio dos, presento diferencias significativas para el Testigo en el experimento uno (Figura 15). Sin embargo, en el experimento dos, el mismo sitio presento resultados no significativos, pero los resultados de peso fueron mayores en los tratamientos con mucilago de nopal (Figura 16).

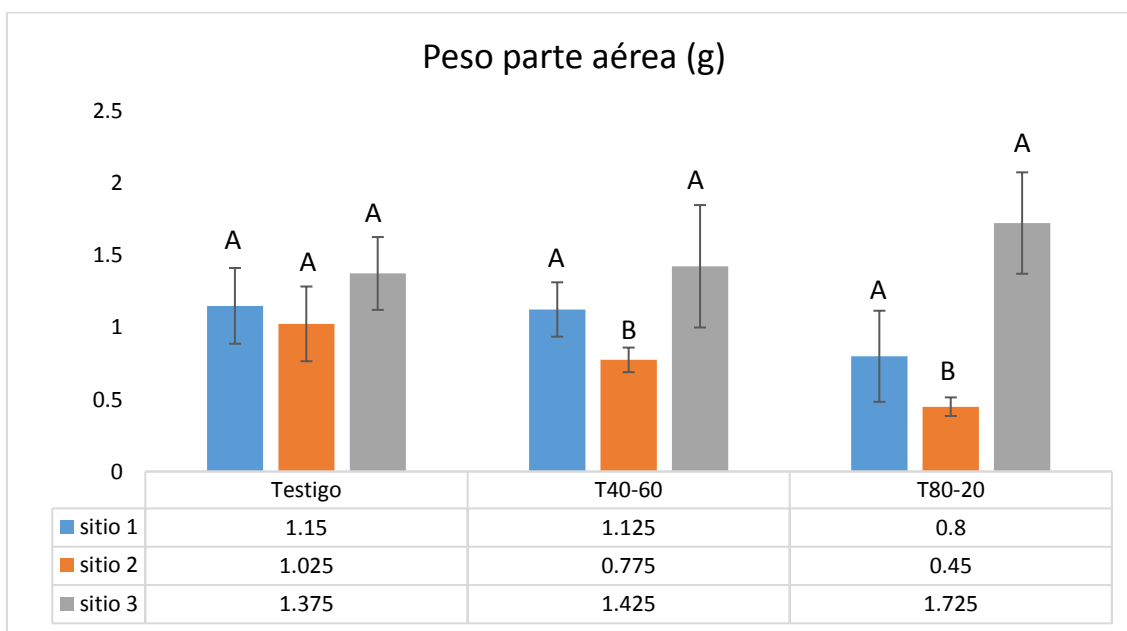


Figura 15. Peso de la parte aérea experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

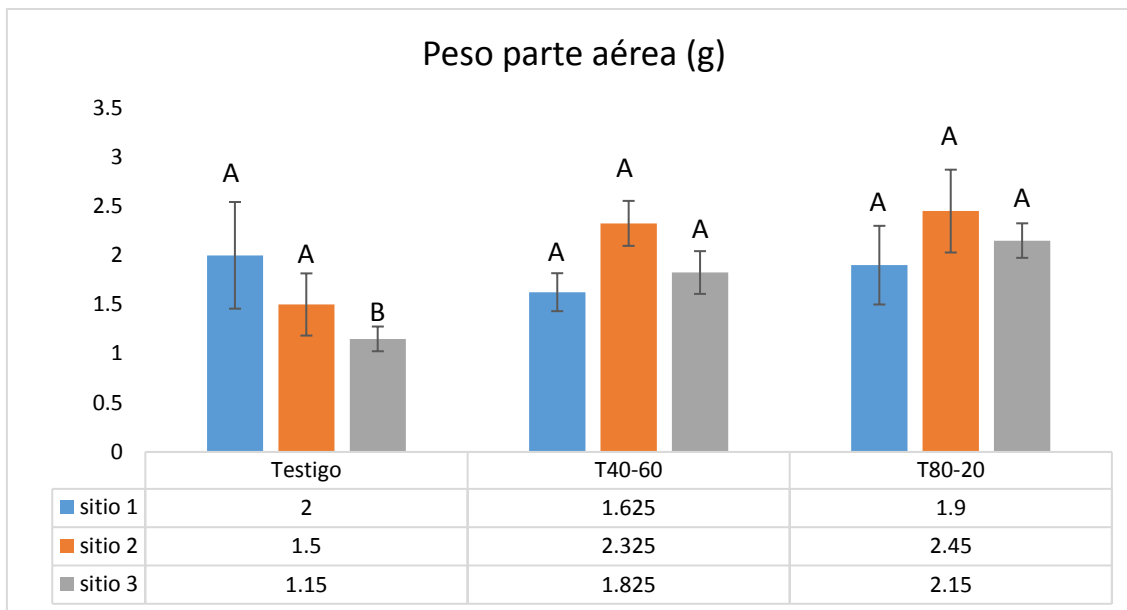


Figura 16. Peso de la parte aérea experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

De manera comercial, la producción de plántulas de tomate se realiza en charolas de poliestireno expandido de 200 cavidades y se usan sustratos que permitan un desarrollo radicular óptimo, así como, una mayor retención de humedad. Para ayudar a un mejor desarrollo de la plántula, se aplica una solución nutritiva a partir de los siete días después de la emergencia (Pérez y castro, 2011). Los resultados demuestran que no se pueden comparar con otras investigaciones, por ejemplo, Ortega *et al.* (2010), evaluaron el efecto de diferentes sustratos en el crecimiento de plántulas de tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill.), el aserrín y la vermicomposta tuvieron efectos similares a la turba en la dinámica de crecimiento de las plántulas. Estos sustratos también presentaron una mayor capacidad de absorción de agua, lo que favoreció la germinación. También se obtuvieron plántulas con mayor peso seco, altura y diámetro de tallo.

Fernández *et al.* (2006), evaluaron varios sustratos en la germinación de (*Lycopersicum esculentum* Mill.), la mezcla de compost y aserrín de coco, en proporción 2:1, tuvo resultados similares a los de la turba tanto en longitud y diámetro del tallo como en el número de hojas verdaderas y peso seco.

Cabra *et al.* (2017), evaluaron el efecto de *Basillus subtilis* sobre la germinación y crecimiento de plántulas de jitomate con resultados significativos sobre la masa, longitud del tallo y de la raíz. Balaguera *et al.* (2009), evaluaron el crecimiento de plántulas de jitomate, provenientes de semillas embebidas en diferentes soluciones de giberelinas (GA<sub>3</sub>), las semillas embebidas en 300 mg L<sup>-1</sup> de GA<sub>3</sub> generaron plántulas de mayor vigor.

Estos resultados contrastan con lo obtenido en esta investigación. La premisa de usar mucilago de nopal, es que, al estar formado por una gran cantidad de polisacáridos, su aplicación y mezcla con el suelo, mejora la estructura del mismo, esto permite una mejor fertilidad física, además de proporcionar una fuente de alimento fácilmente digerible por los microorganismos. Los datos obtenidos reflejan que la influencia del mucilago de nopal en los diferentes tipos de suelo, no reflejo una influencia positiva sobre la altura, el número de hojas y el peso de la parte aérea de las plántulas de jitomate. También está el hecho de que no se usó ninguna dosis de fertilización, ya que solo se quería evaluar la acción del mucilago de nopal, por lo que otras investigaciones, presentan resultados estadísticamente significativos.

#### 6.4. Carbono

A diferencia de los resultados obtenidos en las variables de vigor de las plántulas, el sitio uno presento diferencias significativas en los tratamientos con mucilago de nopal (Figura 17). En el experimento dos, solo el sitio dos, mostro diferencias significativas en el tratamiento T40-60 y el Testigo (Figura 18). En condiciones naturales, el C orgánico del suelo resulta del balance entre la incorporación al suelo del material orgánico fresco y la salida de C del suelo en forma de CO<sub>2</sub> a la atmósfera (Swift, 2001; Aguilera, 2000), erosión y lixiviación. El CO<sub>2</sub> emitido desde el suelo a la atmósfera no solo se produce por la mineralización de la materia orgánica del suelo donde participa la fauna edáfica (organismos detritívoros) y los microorganismos del suelo, sino también se genera por el metabolismo de las raíces de las plantas (Fortín *et al.*, 1996).

El COS está determinado por las características químicas y físicas del suelo. Por ejemplo, existe una fuerte relación entre la materia orgánica del suelo (MOS) y nutrientes y el ciclo de almacenamiento (Lal *et al.*, 2007). Desde que el COS está principalmente asociado con las partículas finas del suelo, en especial la fracción de arcilla (Greene y Tongway, 1989), se modifica la estructura del suelo a través de disminución de la densidad aparente del suelo, el aumento en proporción de macroagregados (Oades y Aguas, 1991), su estabilidad y la macroporosidad. La agregación del suelo es el resultado de la floculación, cementación y el reacomodo de las partículas del mismo (Six *et al.*, 2000) y es controlada por el contenido de carbono orgánico del suelo (COS), la biota, las asociaciones iónicas y el contenido de arcillas y carbonatos (Duiker *et al.*, 2003).

Los cambios en el COS afectan las propiedades físicas, químicas y biológicas del suelo, las que a su vez determinan su capacidad productiva (Sánchez *et al.*, 2004). La textura del suelo afecta de manera diferencial la distribución de la MOS, actuando de manera directa e indirecta sobre los distintos mecanismos con los que la MOS queda protegida contra la actividad de la biomasa microbiana, razón por la cual se propician resultados aparentemente contradictorios.

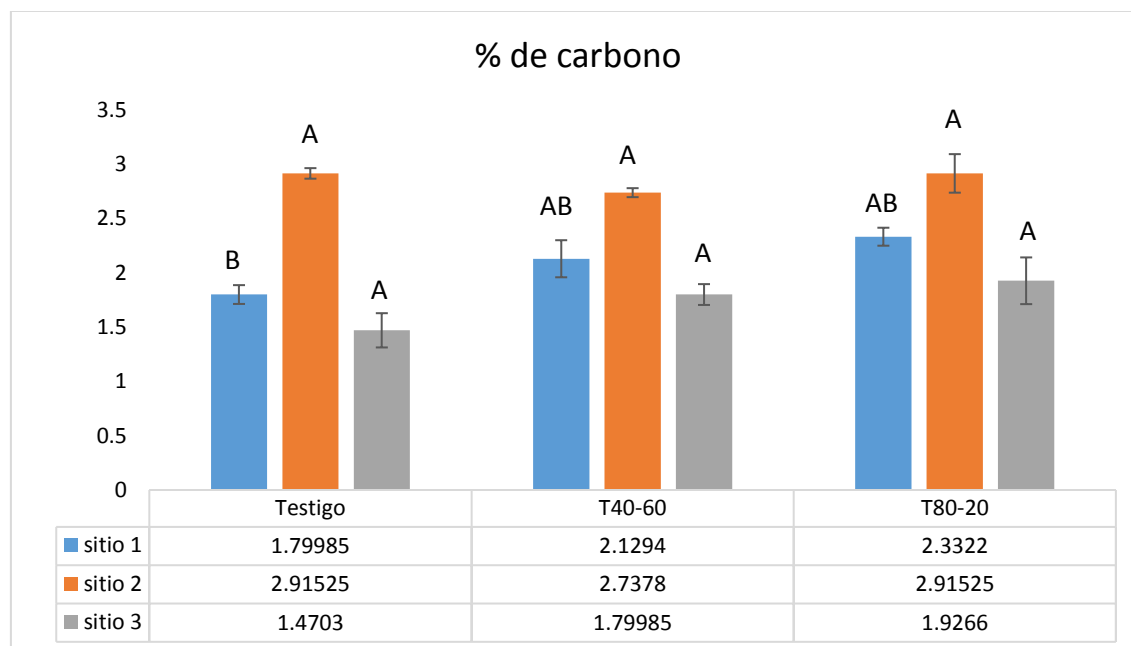


Figura 17. Porcentaje de carbono experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

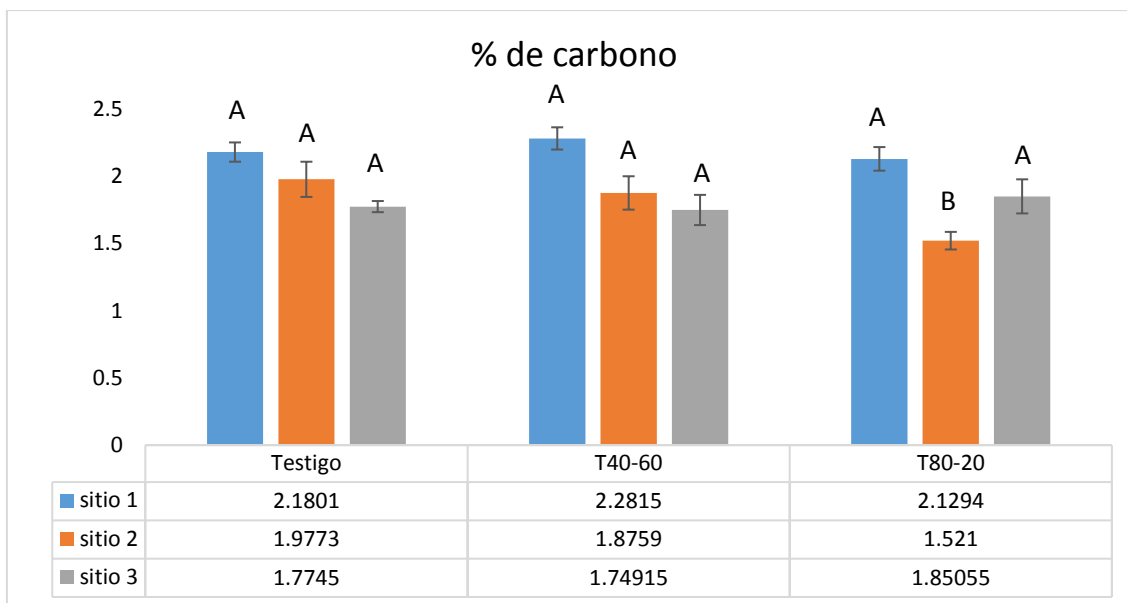


Figura 18. Porcentaje de carbono experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

## 6.5. Nitrógeno

En el experimento uno, los tres sitios no tuvieron diferencias significativas, el tratamiento T40-60 tuvo el mayor porcentaje de N, en el sitio 2. Esta tendencia se repite en el experimento dos, pero el mayor valor lo tiene el tratamiento T80-20. La absorción de compuestos orgánicos (nitrogenados) por minerales arcillosos los protege de la descomposición. Es conocido que el contenido de N de los suelos de textura fina es mayor que los suelos de textura gruesa y que arcillas del tipo montmorillonita reduce la tasa a la cual proteínas y otros compuestos nitrogenados son descompuestos por microorganismos (o por enzimas proteinazas). El sitio tres del experimento uno (Figura 19) a pesar de tener una textura arcillosa, tiene el menor porcentaje de N, sin embargo, tuvo el mayor peso de la parte aérea, lo que explicaría la falta de N (Figura 15).

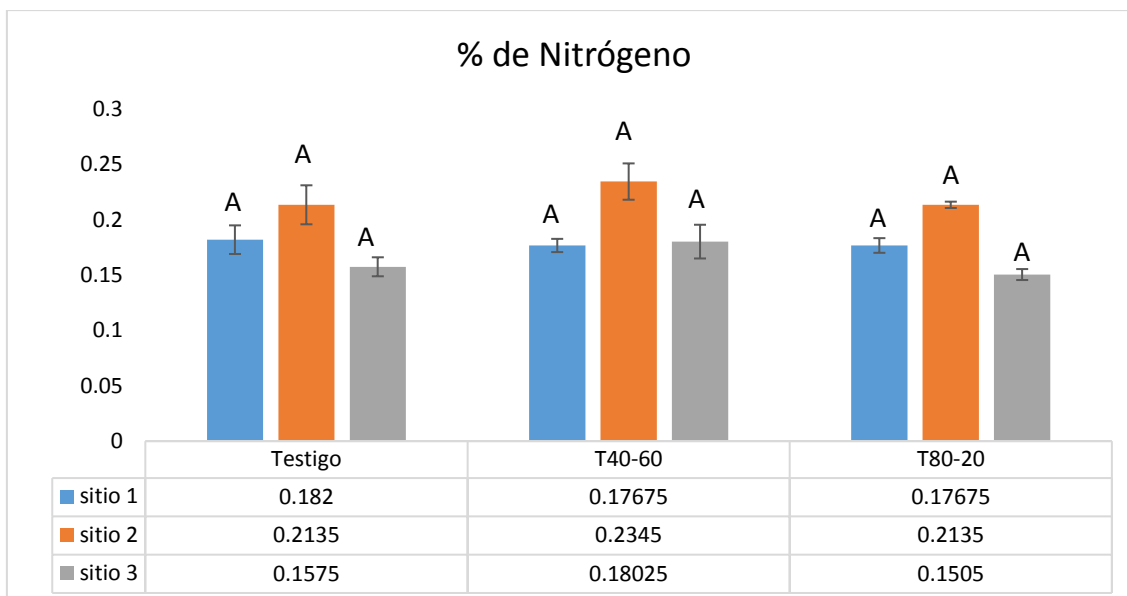


Figura 19. Porcentaje de nitrógeno experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

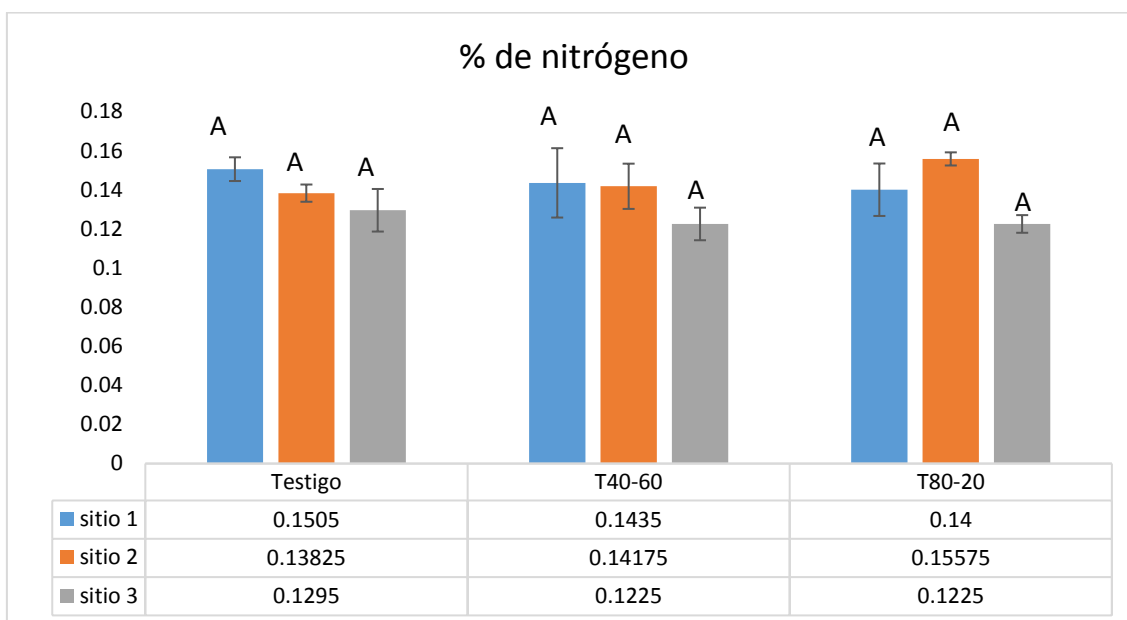


Figura 20. Porcentaje de nitrógeno experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

## 6.6. pH

El principal efecto del pH radica en la influencia en la disponibilidad de nutrientes minerales, especialmente los micronutrientes. El jitomate es una especie que requiere un pH de 6 a 6.9, cuando el pH es mayor a 6.8 la asimilación de los nutrientes no se realiza adecuadamente y se presentan deficiencias de P,



Mg, Fe, Mn, B, Cu, Zn. En ambos experimentos, el pH adecuado es sobrepasado por mucho, en el sitio dos y tres del experimento uno (Figura 21) los tratamientos con mucilago presentaron diferencias significativas.

En el experimento dos, el tratamiento Testigo del sitio tres, y los tratamientos T80-20, presentaron diferencias significativas respecto a los demás. El pH elevado pudo influir en el poco desarrollo de las plántulas de jitomate y el mucilago también parece haber influido en su aumento, pero no significativamente.

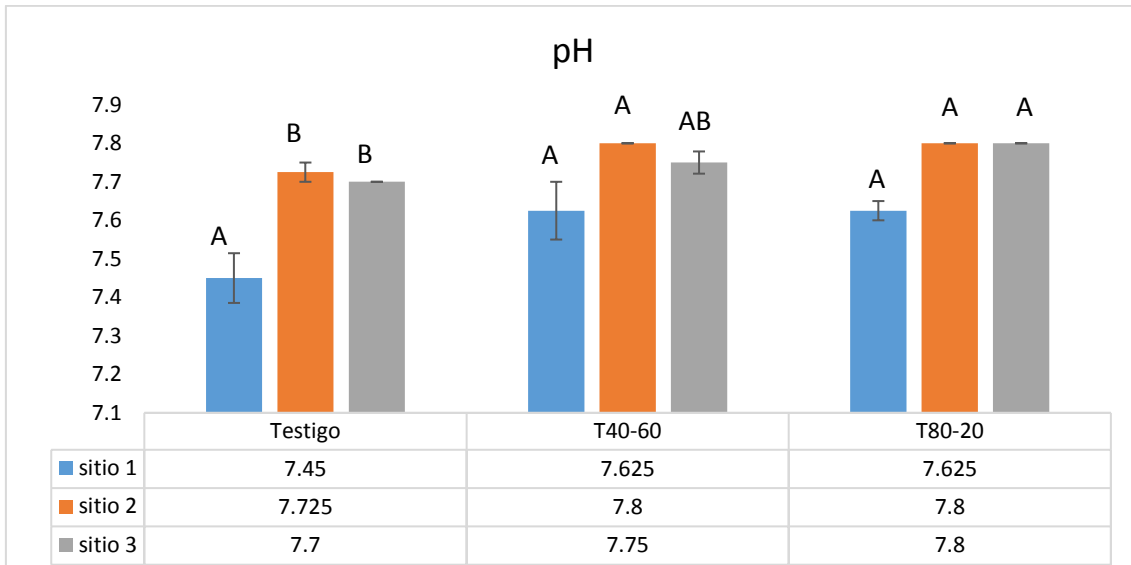


Figura 21. Resultados de pH experimento uno. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

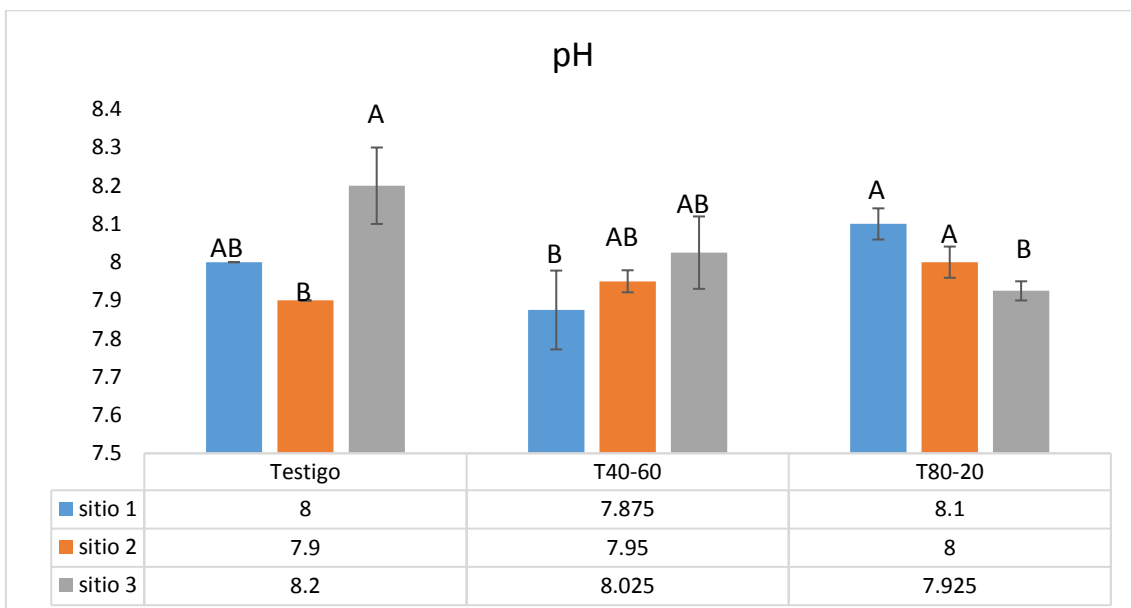


Figura 22. Resultados de pH experimento dos. Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

## 6.7. CE

Los valores deseables de la CE en la solución del suelo deben ser de 2 a 3 dS/m en las primeras dos semanas y después de 3 a 5 dS/m. Valores altos de CE indican una alta acumulación o exceso de sales. En el experimento uno y dos los valores óptimos de CE no se rebasaron, en el experimento uno, solo el sitio dos presento diferencias significativas en el Tratamiento T80-20. En el experimento dos, hubo diferencias significativas en el sitio 1, en el tratamiento T40-60, en el sitio 2 los tratamientos con mucilago fueron significativos, y en el sitio tres el valor más alto lo presento el tratamiento T80-20.

La influencia del mucilago sobre la CE no se ve clara en el experimento uno (Figura 23), pero eso cambia en el experimento dos (Figura 24), donde los valores aumentan en los tratamientos con mucilago.

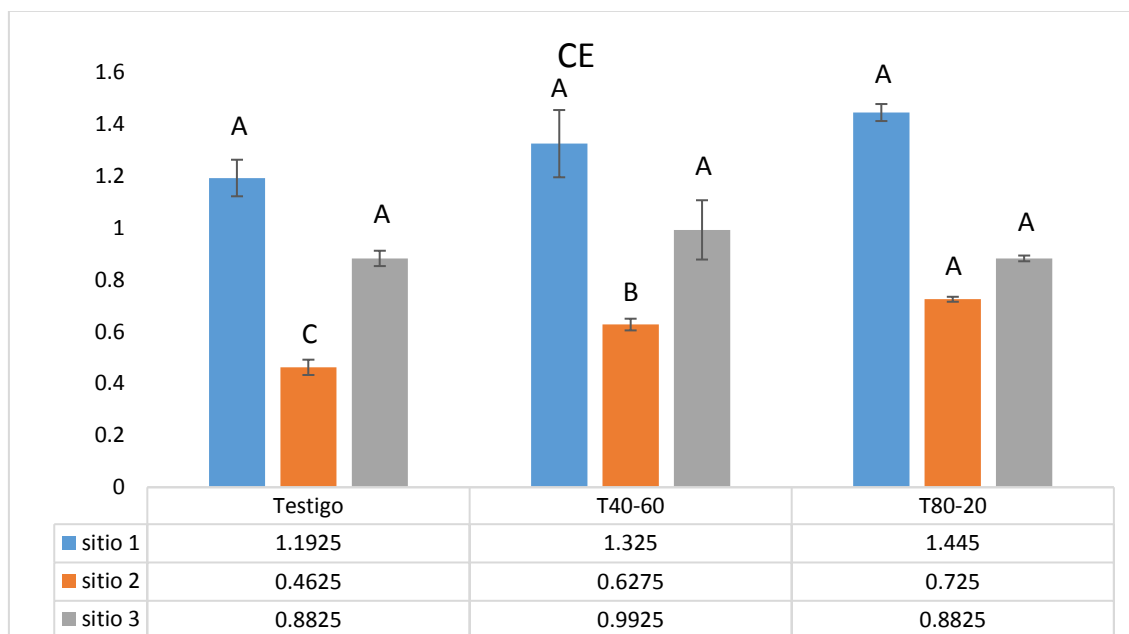


Figura 23. Resultados de la CE experimento uno (dS/m). Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

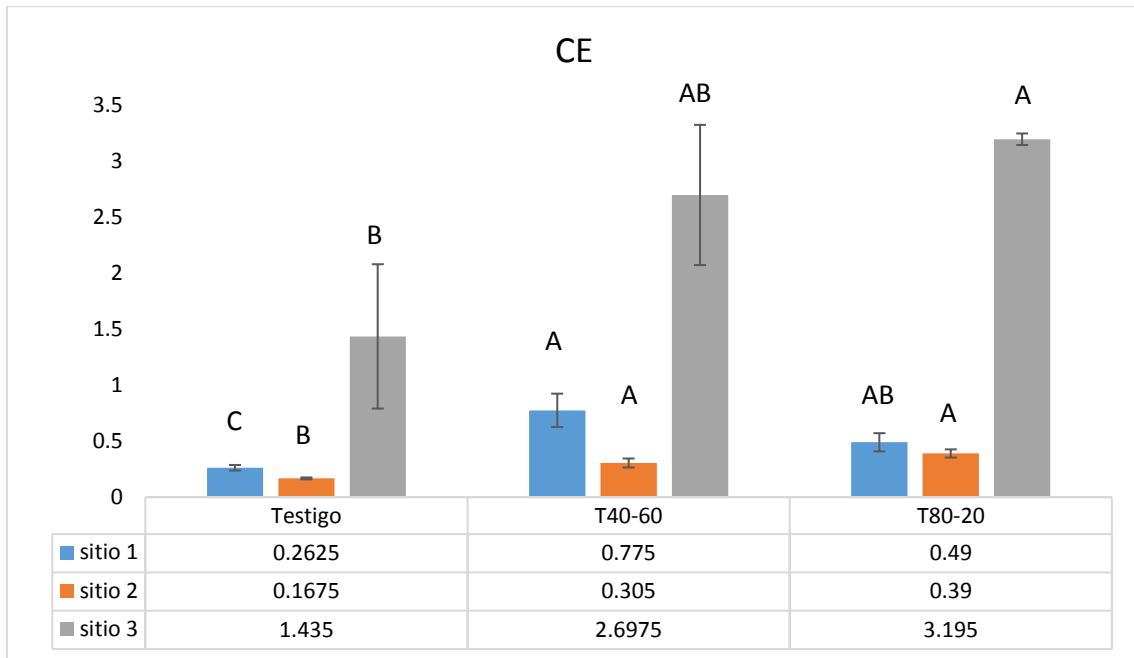


Figura 24. Resultados de la CE experimento dos (dS/m). Literales diferentes entre barras del mismo color presentan diferencias significativas DMS ( $\alpha=0.05$ ).

## VII. CONCLUSIONES

La aplicación del mucilago de nopal no tuvo diferencias significativas en las variables evaluadas; altura, número de hojas, peso de la parte aérea, carbono, nitrógeno total, pH y CE. Los valores de pH pudieron jugar un papel clave en el poco desarrollo de las plántulas, ya que no se aplicó ninguna solución nutritiva. El objetivo era explorar la posibilidad de que la aplicación de mucilago lograra un efecto positivo en el desarrollo de las plántulas de jitomate (*Solanum lycopersicum* L.). Aun así, este trabajo da pie a buscar una nueva perspectiva y aprovechar la capacidad que tiene el mucilago de nopal y combinarlos con sustratos, y no solo con suelo.

El uso del mucilago se ha estado expandiendo como clarificante para la trata de aguas, por efecto floculante. Por eso es de importancia seguir explorando sus usos en el suelo, donde puede abrir un nuevo enfoque de investigación, ya que no sería tan complicada su extracción y aplicación.

## VIII. REVISIÓN DE LITERATURA

- Adjeroud, N., Dahmoune, F., Merzouk, B., Leclerc, J. P., Madani, K. 2015. Improvement of electrocoagulation-electroflotation treatment of effluent by addition of *Opuntia ficus-indica* pad juice. Sep. Purif. Technol. 144, 168e176. <http://dx.doi.org/10.1016/j.seppur.2015.02.018>.
- Aguilera, S. M. 2000. Importancia de la protección de la materia orgánica en suelos. Simposio Proyecto Ley Protección de Suelo. Boletín N° 14. Valdivia, Chile, p. 77-85.
- Álvarez, B. 2007. Análisis de Factibilidad del cultivo de la Tuna en la Localidad de Icaño, Departamento La Paz. Dirección Provincial de Programación del Desarrollo. Ministerio de Producción y Desarrollo. Gobierno de la Provincia de Catamarca. Argentina.
- Asha, S., Tabitha, C., Himabindu, N., Kumar, R. B. 2014. Efficiency of *Opuntia ficus-indica* Mill. in removal of chromium from synthetic solution. Res. J. Pharm. Biol. Chem. Sci. 5, 1244e1251.
- Báez, P. A. 2008. Formación de agregados y captura de carbono en materiales de Origen volcánico de México. Colegio de Postgraduados, Montecillos, Texcoco, México. 137 p.
- Balaguera, L., Helber, E. D., Yuli A. y Álvarez, H. J. G. 2009. Plántulas de tomate (*Solanum lycopersicum* L.) provenientes de semillas embebidas en diferentes soluciones de giberelinas(GA<sub>3</sub>). Agronomía Colombiana, 27(1):57-64.
- Barbera, M., Gurnari G. 2018. Quality Standards for Recycled Water: *Opuntia ficus-indica* as Sorbent Material. In: Wastewater Treatment and Reuse in the Food Industry. Springer Briefs in Molecular Science. Springer, Cham. <https://doi.org/10.1007/978-3-319-68442-04>.
- Baver, L. D.; Gardner, W. H. y Gardner, W. R. 1980. Física de suelos. Traducción al español de Rodríguez, J. M. Editorial UTHEA. México. 514 p.
- Beare, M. H.; Heldrix, F. y Coleman, C. 1994. Water-stable aggregates and organic matter fractions in conventional and no tillage soil. Soil Science Society of America Journal 58:777-786.

- Blevins, R. L.; Smith, M. S.; Thomas, G. W. y Frye, W. W. 1983. Influence of conservation tillage on soil properties. *Journal Soil and Water Conservation*. 38(3):301-304.
- Bombelli, E. C., Wright E. R. 2006. Tomato fruit quality conservation during postharvest by application of potassium bicarbonate and its effect on *Botrytis cinerea*. *Ciencia Inv. Agraria* 33:167-172.
- Brams, E. A., Bravo, H. H. y L. Scheinvar. 1999. El interesante mundo de las cactáceas. Edit. Fondo de Cultura Económica, 2° edición.
- Buttice, A. L. 2012. Aggregation of Sediment and Bacteria with Mucilage from the *Opuntia ficus-indica* Cactus. Univ. South Florida Sch, Commons.
- Buttice, A. L. and Alcantar N. A. 2014. Sediment Removal with the *Opuntia ficus-indica* Cactus: A Water Purification Method for Communities in Latin America. *Comprehensive Water Quality and Purification*. 1;98-103. doi:10.1016/B978-0-12-382182-9.00007-4
- Cabra, C. T., Rodríguez, G. C. A., Villota, C. C. P, Tapasco, A. O. A., Hernández R. A. 2017. *Bacillus* effect on the germination and growth of tomato seedlings (*Solanum lycopersicum* L). *Acta biol. Colomb.* 22(1):37-44. DOI: <http://dx.doi.org/10.15446/abc.v22n1.57375>
- Cabrera, M. L. 1993. Modeling the flush of nitrogen mineralization caused by drying and rewetting soils. *Soil Science Society American Journal*. 57(1):63-66.
- Cárdenas, A., Goycoolea, F. M., Rinaudo, M. 2008. On the gelling behaviour of “nopal” (*Opuntia ficus-indica*) low methoxyl pectin. *Carbohydr. Polym.* 73, 212e222. <http://dx.doi.org/10.1016/j.carbpol.2007.11.017>.
- Cárdenas, A. I., Higuera, C. and Goycoolea, F. M. 1998. Rheology and aggregation of cactus (*Opuntia ficus-indica*) mucilage in solution. *J. Prof. Assoc. Cactus Devel.*
- Cárdenas, A., Balderrama, J. R., Hernández, G. y Goycoolea, F. M., 1999. Biopolímeros de alto valor de plantas nativas del desierto: riqueza sustentable desaprovechada. *Memorias del Simposio Internacional sobre la Utilización y Aprovechamiento de la Flora Silvestre de Zonas Áridas*. La Serena, Chile. p.254-259.

- Cárdenas, A., Higuera Ciapara, I. and Goycoolea, F. M., 1997. Rheology and aggregation of Cactus (*Opuntia ficus-indica*) Mucilage in Solution. J. PACD: 152- 159.
- Chenu, C., Bissonnais L. y Arrouays, D. 2000. Organic matter influence on clay wettability and soil aggregates stability. Soil Science Society of America Journal 64:1479-1486.
- Corrales, J., Peña V. C. B., Razo, M. and Sánchez, H. M. 2004. Acidity modification associated to hour of the day of cut and elapsed time since harvest, and pH-buffer capacity in nopalitos (*Opuntia* spp.). Postharvest Biology and Technology 32(2):169-174.
- De Jager, A., Nandwa, S. M. y Okoth, P. F. 1998. Monitoring nutrient flows and economic performance in African farming systems (NUTMON). Concepts and methodologies. Agriculture, Ecosystems and Environment. 71(1-3):37-48.
- Dexter, A. R. and Young, I. M. 1992. Soil water towards 2000. Soil and Tillage Research. 24:101-106.
- Domínguez, J., Aira, M. y Gómez B. M. 2009. El papel de las lombrices de tierra en la descomposición de la materia orgánica y el ciclo de nutrientes. Ecosistemas 18(2):20-31.
- Duiker, S. W., F. E. Rhoton, J. Torrent, N. E. Smeck, and R. Lal. 2003. Iron (hydr)oxide crystallinity effects on soil aggregation. Soil Sci. Soc. Am. J. 67: 606-611.
- Duru, B. and Turker, N. 2005. Changes in physical properties and chemical composition of cactus pear (*Opuntia ficus-indica*) during maturation. J. PACD: 22- 33.
- Duxbury, J. M. y Nkambule, S. V. 1994. Assesment and significance of biologically active soil organic matter. *In*: Doran, J. W.; Coleman, D. C.; Bezdicek, D. F. Stewart, and B. A. Defining soil quality for a sustainable environment. SSSA. Special publication 35. Madison, Wi. USA. 125-146 pp.
- Elliot, E. T. 1986. Aggregates structure and carbon, nitrogen, and phosphorus in native and cultivated. Soil Science Society of America Journal 50:627-633.

- Emerson, W. W. y Greenland, D. J. 1990. Soil aggregates-formation and stability. *In: soil colloids and their association in aggregates.* De-Boodt, M. F. *et al.* (eds). Plenum Press. New York, USA. 324-364 pp.
- Fernández, B. C, Urdanet, N. y Silva, W. 2006. Germinación de semillas de tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill.) Cv Río Grande sembradas en bandejas plásticas, utilizando distintos sustratos. *Rev. Fac. Agron.* 23(2):188-196.
- Feugang, J. M., Konarski, P., Zou, D., Stintzing, F. C. and Zou, C. 2006. Nutritional and medicinal use of cactus pear (*Opuntia* spp.) cladodes and fruits. *Frontiers in Bioscience* 11: 2574-2589.
- Figuroa, S. B. y Morales, F. J. F. 1992. Manual de producción de cultivos con labranza de conservación. Colegio de Postgraduados, Montecillos, Texcoco, México. 273p.
- Fisher, R. 1995. Soil organic matter: clue or conundrum? *In: carbón form and functions in forest soil.* McFee, W. and M. Kelly (*Ed.*). Soil Science Society of America. Madison, Winsconsin. USA, pp:1-3.
- Flores, V. C. A. 1999. Producción, industrialización y comercialización de nopalitas. Pp. 97-105. *In: Barbera, G., Inglese, P., y Pimienta-Barrios, E. eds. Agroecología, cultivo y usos de nopal. Estudio FAO Producción y Protección Vegetal.* 132. Roma.
- Flores, V. C. A., De Luna, E. J. M. y Ramírez, M. P.P. 1995. Mercado Mundial del Nopalito. ASERCA. 176 p.
- Fortin, M. C., Rochette, P., Pattey, E. 1996. Soil carbon dioxide fluxes from conventional and no-tillage small-grain cropping systems. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 60:1541-1547.
- García, S. M. L., Martínez J. A. N., Avedano L. M. C., Padilla S. H., Izquierdo O. 2009. Acción de oligosacáridos en el rendimiento y calidad de tomate. *Rev. Fitotec. Mex.* 32:295-301.
- Gavande, S. A. 1987. Física de suelos, principios y aplicaciones. Sexta reimpresión. Limusa, México, D. F. 351p.
- Gebrekidan, A., Nicolai, H., Vincken L., Teferi M., Asmelash T., Dejenie T., Zerabruk S., Gebrehiwet K., Bauer H., Deckers J., Luis P., De Meester L., Van der



- Bruggen B. 2013. Pesticides removal by filtration over cactus pear leaves: a cheap and natural method for small-scale water purification in semi-arid regions. *CLEAN Soil Air Water* 41(3):235–243. doi:10.1002/clen.201200042
- Goldstein, G. and Nobel, P. S. 1991. Changes in osmotic pressure and mucilage during low-temperature acclimation of *Opuntia ficus-indica*. *Plant Physiology*, 97: 954-961.
- Goycoolea, F. M. and Cárdenas, A. 2003. *J. Prof. Assoc. Cactus Dev.* 5:17
- Granados, S. D. y Castañeda, P. A. D. 2003. El nopal, historia, fisiología, genética e importancia frutícola. Editorial Trillas. pp 227, 4ta. Reimpresión.
- Greene, R. S. B. and Tongway, D. J. 1989. The significance of (surface) physical and chemical properties in determining soil surface condition of red earths in rangelands. *Aust J Soil Res* 27:213–225.
- Greenland, D. J. 1994. Long-term cropping experiments in developing countries: the need, the history and the future *In: long-term. Experiments in agricultural and ecological sciences.* Ed. Leight, R. A. and Jhonston, A. E. Wallingford CAB International. 187-209 pp.
- Hammouch, H., Srhiri, A., Ajjaji, N., Binghamouch, L. 2004. Inhibition of iron corrosion using *Opuntia* extract. Resumen. 3er Congreso Nacional de la Tuna, Ben Guerir, Marruecos.
- Hassink, J., Matus, F. J., Chenu, C. and Dalenberg, J. W. 1997. Interactions between soil biota, soil organic matter, and soil structure. *In: Brussaard, L. and Ferrera, R. C. Soil Ecology in sustainable agricultural systems.* 15-36 pp.
- Hernández, A., Ascanio, O., Morales, M.; Bojórquez, I., Norma, E. y García, J., 2006. El suelo: Fundamentos sobre su formación, los cambios globales y su manejo. Nayarit: Universidad Autónoma, 255 p.
- Hillel, D. 1980. *Fundamentals of soil physics.* Ed. Academic Press. New York, USA. 413 p.
- Hillel, D. 1998. *Environment soil physics.* Ed. Academic Press. New York, USA. 687 p.

- Hillel, D. 2004. Introduction to Environmental Soil Physics. Elsevier Science, Oxford, UK.
- Huerta G. A. y Montes de la R. M. I. 2003. Contenido de mucilago de 10 variantes de nopalito (*Opuntia* spp.) y su efecto en las propiedades físicas y texturales. Universidad Autónoma Chapingo. México. 82 p.
- Instituto Nacional de Ecología. 2012. Disponible en: <http://www2.ine.gob.mx/publicaciones/libros/70/usos.html>
- Janssen, B. H. 1993. Integrated nutrient management: the use of organic and mineral fertilizers. *In: the role of plant nutrients for sustainable food crop production in Sub-Saharan Africa*. Ed. Van Reuler H. and Prins, W. H. Leidschendam. 89-105 pp.
- Jawstrow, J. D. 1996. Soil aggregate formation and the accrual of particulate and mineral associated organic matter. *Soil Biology and Biochemistry* 28:656-676.
- Jenkinson, D. S. y Rayner, J. H. 1977. The turnover of soil organic matter in some of the Rothamsted classical experiment. *Soil Science*. 123:298-305.
- Kaur, M., Kaur, A., Sharma, R. 2012. Pharmacological actions of *Opuntia ficus indica*: a review. *J. Appl. Pharm. Sci.* 2, 15e18. <http://dx.doi.org/10.7324/JAPS.2012.2703>.
- Koppi, A. J. y Douglas, J. T. 1991. A rapid expensive and quantitative procedure for assessing soil structure with respect to cropping. *Soil Use and Management*. 7(1):52-55.
- Lado, M., Paz, A. y Ben-Hur, M. 2004. Organic matter and agregate size interactions, seal formation and soil loss. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 68:935-942.
- Lal, R. 1999. Soil Quality and Food security: The Global perspectives. *In: Soil Quality and soil erosion*. Lal, R. (ed.). CRC. Boca Raton, Florida, USA. pp:3-15.
- Lal, R., Follett, R. F., Stewart, B. A., Kimble, J. M. 2007. Soil carbon sequestration to mitigate climate change and advance food security. *Soil Sci* 172:943–956.
- Landa, S. P. 2012. Calidad sanitaria de jugos de nopal, persistencia de *Salmonella typhimurium* y respuesta de defensa de nopal verdura. Colegio de Postgraduados, Texcoco, Estado de México.

- Letey, J. 1991. The study of soil structure: science or art. *Australian Journal of Soil Research*. 29(6):699-707.
- Lewinsohn, E., Schalechet F., Wilkinson J., Matsui K., Tadmor Y, Nam K. H., Amar O., Lastochkin E., Larkov O., Ravid U., Hiatt W., Gepstein S., Pichersky E. 2001. Enhances levels of the aroma and flavor compound S-Linalool by metabolic engineering of the terpenoid pathway in tomato fruits. *Plant Physiol*. 127:1256-1265.
- López, E. 2000. Utilización de productos naturales en la clarificación de aguas para consumo humano. Tesis de Maestría, Facultad de Ingeniería Química. ISPJAE. Universidad de la Habana. La Habana.
- Mann, L. K. 1986. Changes in soil carbón storage after cultivation. *Soil Science*. 142:279-288.
- Masschelein, K. L. 1995. *Ancient Binding Media, Varnishes and Adhesives*. Roma, Italia, ICCROM.
- Matsuhira, B., Lillo, L. E., Sáenz, C., Urzúa, C. C., Zárate, O. 2006. Chemical characterization of the mucilage from fruits of *Opuntia ficus-indica*. *Carbohydrate Polymers* 63: 263– 267.
- McGarvie, D. y Parolis, H. 1979. The mucilage of *Opuntia ficus-indica*. *Carbohydrate Research* 61: 171- 179.
- McGarvie, D. y Parolis, H. 1981. The acid labile peripheral chains of the mucilage of *Opuntia ficus-indica*. Elsevier Scientific Publishing Company 57- 65.
- Medina T. L., Brito de la Fuente, E., Torrestiana, S. B. and Katthain, R. 2000. Rheological properties of the mucilage gum (*Opuntia ficus-indica*). *Food Hydrocolloids* 14: 417- 424.
- Monreal, C. M., Schulten, H. R., Kodama, H. 1997. Age, turnover and molecular diversity of soil organic matter in aggregates of a Gleysol. *Canadian Journal of Soil Science* 77:379-388.
- Mounir, B., Abdeljalil, Z., Abdellah, A. 2014. Evaluation of the effect of age of cladode and solvent on yield of mucilage and pectin from Cactus pads. *Int. J. Sci. Eng. Res.* 5, 1446e1450.

- Muñoz, B. J. C., Quintero, L. R., Pérez, N. J., Valdés, V. E., García, F. B., Rojas, A. M. 2015. Comportamiento de la actividad enzimática del suelo al aplicar mucílago de nopal (*Opuntia* spp.). *Revista Terra Latinoamericana*. 33(2);161-167.
- Nawel, A., Farid D., Belkacem M., Jean-Pierre L., Khodir M. 2015. Improvement of electrocoagulation-electroflotation treatment of effluent by addition of *Opuntia ficus-indica* pad juice. *Separation and Purification Technology*. doi: <http://dx.doi.org/10.1016/j.seppur.2015.02.018>
- Novel, P. S. y T. L. 1986. Leaf and stem CO<sub>2</sub> uptake in the three subfamilies of the Cactaceae. *Plant Physiology* 80: 913-917.
- Nuez, F. 1999. El cultivo de tomate. Ediciones Mundiprensa. Madrid, España. 703 p.
- Nuez, F., Rodríguez A. R., Tello J., Cuartero J., Segura B. 2001. El cultivo del tomate. Ediciones Mundi-prensa. España. 793 p.
- Oades, J. M. and Waters, A. G. 1991. Aggregate hierarchy in soils. *Aust J Soil Res* 29:815–828.
- Oleschko, K., Etchevers, B. J. D. y Osorio, J. L. 1993. Pedological features as indicators of the tillage effectiveness in vertisols. *Soil and Tillage Research* 26:11-31.
- Ortega, M. L. D., Sánchez O. J., Díaz, R. R., Ocampo, M. J. 2010. Efecto de diferentes sustratos en el crecimiento de plántulas de tomate (*Lycopersicum esculentum* Mill.). *Ra Ximhai* [en línea].
- Pagliai, M. 2003. Soil surface sealing and crusting-soil compaction. *In: College on Soil Physics*. International Centre for Theoretical physics. Trieste, Italy. 24 p.
- Passioura, J. B. 1991. Soil structure and plant growth. *Aust. J. of soil Res.* 29(6):717-728.
- Paustian, K., Levine, E., Post, W. M., Ryzhova, I. M. 1997. The use of models to integrate information and understanding of soil C at the regional scale. *Geoderma* 79:227-260.

- Pérez, G. M. y Castro B. R. 2011. Jitomate en invernadero. Universidad Autónoma Chapingo. pp 133.
- Pimienta-Barrios, E., 1990. El nopal tunero. Universidad de Guadalajara. México. p. 1- 246.
- Ramsey, J. E. 1999. Evaluación del comportamiento del adobe estabilizado con cal y goma de tuna. Tesis para optar al Título de Ingeniero Agrícola. Universidad Nacional Agraria. La Molina. Lima.
- Ray, L. C. y Boyd, G. E. 1987. Soil management: a world view of conservation and production. John Wiley and Sons. 17-23 pp.
- Razo, M. Y. y Sánchez, H. M. 2002. Acidez de 10 variantes de nopalito (*Opuntia* spp.) y su efecto en las propiedades químicas y sensoriales. Universidad Autónoma Chapingo. México. 104p.
- Ribeiro, E. M. D. O., Silva, N. H. D., Lima F. J. L. D., Brito, J. Z. D., Silva, M. D. P. C. D. 2010. Study of carbohydrates present in the cladodes of *Opuntia ficus-indica* (fodder palm), according to age and season. Ciencia Tecnol. Aliment 30, 933e939. <http://dx.doi.org/10.1590/S0101-20612010000400015>.
- Rillig, M. C. 2004. Arbuscular mycorrhizae, glomalin, and soil aggregation. Canadian Journal of Soil Science, vol. 84, p. 355-363.
- Saag, L. M. K.; Sanderson, G. R.; Moyna, P. y Ramos, G. 1975. Cactaceae mucilage composition. J. Sci. Food Agric. 26:993-1000.
- Sáenz, C. 2002. Cactus pear fruits and cladodes: a source of functional components for foods. Acta Hort 581:253-263.
- Sáenz, C. y Montoya, L. C. 1999. Nopalitos: Nueva hortaliza para Chile. El Campesino, 130 (6): 4-7.
- Saézn, C., Berger, H., Corrales, G. J., Galletti, L., García de Cortázar V., Higuera, I., Mondragón, C., Rodríguez F. A., Sepúlveda, E., Varnero, M. A. 2006. Utilización agroindustrial del nopal. Boletín de servicios agrícolas de la FAO. 169 p.
- Sáenz, C., Sepúlveda, E. and Matsuhira, B. 2004. *Opuntia* spp. Mucilage's: a functional component with industrial perspectives. Journal of Arid Environments 57: 275-290.

- Sánchez, J. E., Harwood, R. R., Willson, T. C., Kizilkaya, K., Smeenk, J., Parker, E., Paul, E. A., Knezek, B. D., Robertson, G. P. 2004. Managing soil carbon and nitrogen for productivity and environmental quality. *Agron. J.* 96. 769-775.
- Saravia, T. P. L. 2004. Programa fundamental para el desarrollo económico del Estado de México hacia el 2005 y de competitividad visión 2020. Cluster Nopal. Tecnológico de Monterrey, México.
- Sepúlveda, E., Sáenz, C., Align, E. y Acetone, C. 2007. Extraction and characterization of mucilage in *Opuntia* spp. *Journal of Arid Environments* 68: 534- 545.
- SIAP. 2017. Atlas agroalimentario. SAGARPA. 236 p.
- Sinesio, F., Cammareri M., Moneta E., Navez B., Preparatio M., Causse M., Grandillo S. 2010. Sensory quality of fresh french and dutch market tomatoes: A preference mapping study with italian consumers. *J. Food Sci.* 75:S55-S67.
- Six, J., Elliott, E. T. and Paustian, K. 2000. Soil structure and soil organic matter II. A normalized stability index and the effect of mineralogy. *Soil Sci. Soc. Am. J.* 64: 1042-1049.
- Six, J., Paustian, K. and Combrink, C. 2000. Soil structure matter: I. Distribution of aggregate-size classes and aggregated associated carbón. *Soil Science Society of America Journal* 64:681-689.
- Snyman, H. A. A. 2006. A greenhouse study on root dynamics of cactus pear *Opuntia ficus-indica* and *O. robusta*. *Journal of Arid Environments* 65: 529-542.
- Soil Taxonomy. 2006. A basic system of soil classification for making and interpreting soil surveys. USDA-NRCS. By Soil Survey Staff, USA. 332 p.
- Stintzing, F. C. and Carle, R. 2005. Cactus stems (*Opuntia* spp.): A review on their chemistry, technology, and uses. *Molecular Nutrition and Food Research* 49:175-194.
- Stintzing, F. C., Carle, R. 2005. Cactus stems (*Opuntia* spp.): a review on their chemistry, technology, and uses. *Mol. Nutr. Food Res.* 49, 175-194. <http://dx.doi.org/10.1002/mnfr.200400071>.

- Stockdale, E. A., Gaunt, J. L., Vos, J. 1997. Soil-plant nitrogen dynamics. What concepts are required? *European Journal of Agronomy*. 7:145-159.
- Stott, D., Kennedy, A., Cambordella, C. 1999. Impact of soil organisms and organic matter on soil structure. *In: Soil Quality and Soil Erosion*. Rattan, L. (ed). CRC Press, pp: 57-60.
- Swift, R. S. 2001. Sequestration of carbon by soil. *Soil Sci.*, 166, 858-871.
- Ting, I. P. 1997. Carbohydrate Metabolism in Cacti: Gums and Mucilage. *J. PACD*, 2: 7-12.
- Tisdall, J. y Oades, J. 1982. Organic matter and water-stable aggregates. *Journal of Soil Science* 33:141-163.
- Torres, A. A. A., Martínez, M., Celis, C. 2004. Cement-based mortar improvement from nopal and *Aloe vera* additions. 4º Foro de investigación UDEM: Universidad de Monterrey, Monterrey, Nuevo León, México.
- Zhong, X. K., Jin, X., Lai, F. Y., Lin, Q. S., Jiang, J. G. 2010. Chemical analysis and antioxidant activities in vitro of polysaccharide extracted from *Opuntia ficus-indica* Mill. cultivated in China. *Carbohydr. Polym.* 82, 722e727. <http://dx.doi.org/10.1016/j.carbpol.2010.05.042>.