



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

FACULTAD DE CIENCIAS

**EFFECTO DEL POLIACRILATO DE POTASIO EN EL
ENRAIZAMIENTO DE ESQUEJES DE
MYRTILLOCACTUS GEOMETRIZANS (CACTACEAE)**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

Biólogo

P R E S E N T A :

HUGO ANTONIO SUMANO ESCOBEDO



**DIRECTOR DE TESIS
DRA. ANA LAURA LÓPEZ ESCAMILLA**

MÉXICO DF.

2015



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

HOJA DE DATOS DEL JURADO

Datos del alumno

Sumano

Escobedo

Hugo Antonio

58 45 40 99

Universidad Nacional Autónoma de México

Facultad de Ciencias

Biología

302020939

2. Datos del Tutor

Dra.

Ana Laura

López Escamilla

3. Datos del sinodal 1

Dra.

Guadalupe Judith

Márquez Guzmán

4. Datos del sinodal 2

Dra.

Margarita Collazo

Ortega

5. Datos del sinodal 3

Dra.

Helia Reyna

Osuna Fernández

6. Datos del sinodal 4

Biol.

Gabriel

Olalde Parra

7. Datos del trabajo escrito

Efecto del poliacrilato de potasio en el enraizamiento de esquejes de *Myrtillocactus geometrizans* (Cactaceae)

Este trabajo se realizó bajo la dirección de la Dra. Ana Laura López Escamilla en el Laboratorio de desarrollo de plantas de la Facultad de Ciencias, Universidad Nacional Autónoma de México, dentro del taller titulado “Biología de la reproducción propagación y fisiología de plantas que habitan en ambientes contrastantes”

DEDICATORIA

✚ A mis amigos, compañeros, maestros y principalmente a mis familiares que me supieron apoyar y aguantar a lo largo de la carrera. A mi madre Francisca Escobedo Juárez por el sacrificio realizado en todos estos años, a mis hermanos Sonia Fanny, Víctor Jesús y Lizzete Rebeca por su apoyo incondicional para conmigo. A mi novia María del Pilar Villanueva Bahena, por darme el cariño y la fuerza necesaria para cumplir esta importante meta. A la Biol. Lorena López González por ofrecerme una amistad sincera, darme herramientas y consejos para salir adelante en el ejercicio de la Biología.

En memoria

De mi padre Juvencio Sumano Antonio un hombre honrado, trabajador y dedicado a su familia.

Agradecimientos

Institucionales

✚ A los sinodales de la presente tesis, las profesoras del laboratorio de desarrollo en plantas; Dra. Judith Márquez Guzmán, Dra. Margarita Collazo Ortega, al Biol. Gabriel Olalde Parra del instituto de biología y a la Dra. Helia Reyna Osuna Fernández del Laboratorio de Fisiología y estructura de plantas, por sus valiosos comentarios y aportaciones, en especial a mi

directora de tesis la Dra. Ana Laura López Escamilla gracias por la paciencia y dedicación para este proyecto.

A la M en C. Laura Patricia Olguín Santos técnico Académico de la Unidad de Ambientes Controlados y a la M. en C. María Eugenia Muñiz Díaz de León por el apoyo para el mantenimiento de las plantas de *M. geometrizans* en el invernadero de la Facultad de Ciencias, UNAM.

✚ A la Dra. Maritza López Herrera, profesor-Investigador del Laboratorio de Morfofisiología Vegetal del Centro de Investigaciones Biológicas , Universidad Autónoma del Estado de Hidalgo por proporcionar el psicómetro para llevar a cabo las mediciones de potencial hídrico del sustrato.

Índice

Resumen	9
I Introducción	10
II. Antecedentes	12
1 Familia Cactaceae	12
1.1 Género <i>Myrtillocactus</i>	13
1.2 Usos de <i>Myrtillocactus geometrizans</i>	14
2.1 Efecto de las auxinas en la propagación vegetativa	15
2.2 Enraizamiento de los esquejes	17
2.3 El Poliacrilato de potasio como promotor de enraizamiento	18
3 Lluvia sólida ®	18
3.1 Historia y mercado de los Hidrogeles	21
3.2 Tipos de hidrogeles superabsorbentes	22
3.3 Utilización de los hidrogeles como sustrato para plantas	22
4 Continuo suelo planta atmósfera y el papel del agua en las plantas	28
4.1 Interacción entre el agua y las raíces	30
4.2 Diferenciación y crecimiento de las raíces	31
4.3 El agua en el suelo	32
4.4 Potencial hídrico	34
4.5 Método psicométrico de medición del potencial hídrico	34
III. Justificación	36
Hipótesis	36
Hipótesis nula	36
Hipótesis alternativa	36
IV. Objetivos	36
1. General	36
2. Objetivos particulares	36
V. Metodología	37
1. Preparación del hidrogel	37
Medición del potencial hídrico del sustrato	37
2. Evaluaciones del enraizamiento	38

3. Análisis estadístico.....	39
VI. Resultados y discusión.....	41
1. Medición del potencial hídrico del sustrato.....	41
2. Evaluación del enraizamiento.....	43
3. Longitud de las raíces y potencial hídrico del sustrato.....	48
4. Diámetro y altura de los esquejes.....	54
5. Supervivencia.....	55
VI. Conclusiones.....	58
VII. Literatura citada.....	59
Anexo I clave taxonómica de <i>Myrtillocactus geometrizans</i> (Martius) Console.....	67

Resumen

Se ha señalado que una de las propiedades del poliacrilato de potasio es permitir un uso eficiente del agua y mejorar el enraizamiento de las plantas. Para comprobar lo anterior se evaluó el efecto del hidrogel “Lluvia Sólida” ® (poliacrilato de potasio) adicionado a una mezcla de tierra negra y piedra pómez (1:1) en la formación y desarrollo de raíces en esquejes de *Myrtillocactus geometrizans*. Durante dieciséis días se midió el potencial hídrico del sustrato sin hidrogel y con hidrogel previamente hidratado o seco. Posteriormente esquejes de *M. geometrizans* se plantaron en dichos sustratos y a un lote se le adicionó enraizador comercial (Radix 10 000) conformando un total de cuatro tratamientos. Se evaluó el potencial hídrico del sustrato en cada tratamiento con los esquejes y se registró el número de raíces formadas, su longitud y la sobrevivencia. Se observaron diferencias estadísticamente significativas en el potencial hídrico de los sustratos después del noveno día del riego. El número de raíces no registró diferencias estadísticamente significativas durante ocho semanas. Los valores del potencial hídrico durante el enraizamiento de los esquejes de *M. geometrizans* indicaron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos a los siete días del cuarto riego en el tratamiento con el hidrogel hidratado (-70.39 Mpa), y a los diez días del décimo segundo riego en los tratamientos con hidrogel hidratado (-38.25 Mpa) e hidrogel seco (-30.83 Mpa). Después de 24 semanas los esquejes con el enraizador comercial registraron la máxima longitud de raíces (93.74 mm) y los esquejes presentaron el mayor porcentaje de sobrevivencia (96%). Se pudo observar que el hidrogel ayuda a retener el agua por más tiempo en los sustratos, pero no afecta de manera significativa el enraizamiento de los esquejes de *M. geometrizans*.

I Introducción

Las cactáceas son plantas que por su belleza han estado sometidas a presiones de saqueo, además representan un recurso alimenticio y cultural. El cultivo de estas plantas para su venta puede ayudar, cuando menos en una parte, a combatir además de que representa una fuente de ingresos económicos para las comunidades (Casas, 2002). Una manera fácil de propagar las cactáceas es por esquejes o hijuelos, en esta técnica el enraizamiento es un proceso muy importante ya que asegura la sobrevivencia y el establecimiento de las plantas (Bravo-Hollis y Scheinvar, 1995).

Cuando el sustrato tiene un potencial hídrico óptimo las cactáceas pueden desarrollar una mayor superficie radicular y utilizarla de manera más eficiente y garantizar una mejor condición de vida (Bravo-Hollis y Scheinvar, 1995). La presencia de agua en el suelo es esencial para la vegetación, asegura la nutrición de las plantas, ayudándoles a obtener una mejor tasa de crecimiento (Zohuriaan-Mehr y Kabiri, 2008).

El empleo del hidrogel comercial “lluvia sólida®” a base de poliacrilato de potasio es una alternativa viable para el aprovechamiento del agua debido a que al mezclarlo con el sustrato o al aplicarlo al suelo mantiene el agua por más tiempo, además de que puede ser hidratado con agua de lluvia, ayuda a eficientizar el uso de esta por las plantas y así poder aumentar la producción de alimentos, se pueden aprovechar de mejor manera los recursos naturales como el suelo, el agua y la energía, también disminuye el empleo de agroquímicos además puede reducir los costos de producción en el campo y se puede transportar fácilmente en costales (FUNPROVER, 2009). También se ha observado de manera empírica que mejora el enraizamiento de esquejes y las plantas que crecen en sustratos adicionados con este desarrollando más follaje y alcanzan una mayor talla.

Los hidrogeles se pueden aplicar en zonas áridas y semiáridas para manejar de forma más eficiente el agua (Bhardwaj *et al.*, 2007), en México representan las zonas ecológicas más extensas abarcando más de la mitad de territorio nacional.

En estas zonas áridas las cactáceas han alcanzado un gran desarrollo y un alto grado de endemismo (Reyes y Terrazas, 1991).

En el presente trabajo se evaluó el efecto del poliacrilato de potasio (un hidrogel comercial conocido como lluvia sólida®) en el potencial hídrico del sustrato y en el desarrollo y la formación de raíces empleando como modelo esquejes de *Myrtillocactus geometrizans* (Cactaceae).

II. Antecedentes

1 Familia Cactaceae

La familia de las cactáceas son plantas autóctonas del Continente Americano, se distribuyen especialmente en las regiones áridas y semiáridas, pero también se encuentran en zonas subtropicales y tropicales húmedas; comprende alrededor de 2000 especies. México, por sus peculiares condiciones de latitud, topografía y climas, es el centro más importante de concentración de cactáceas, con un alto índice de endemismo a nivel genérico (73 %) y específico (78 %) (Reyes y Terrazas, 1991). La mayor parte de las especies habitan la porción sureste del Desierto Chihuahuense, incluyendo la Zona Árida Queretano-Hidalguense (Hernández y Godínez, 1994). La familia Cactaceae comprende cuatro subfamilias de plantas perennes, Pereskioideae, Opuntioideae, Maihuenioideae y Cactoideae (Britton y Rose, 1919; Bravo-Hollis, 1978; Wallace y Gibson, 2002). En nuestro país esta familia ocupa el quinto lugar en diversidad, con alrededor de 55 géneros y 850 especies (Rzedowski, 1983).

Las cactáceas se han utilizado desde la época prehispánica con fines medicinales, alimenticios, mágico-religiosos y ornamentales (Del Paso y Troncoso, 1886; Bravo-Hollis, 1978; Colunga *et al.*, 1986; Casas *et al.*, 1999). Las poblaciones naturales de muchas de las especies han sido afectadas por las presiones del desarrollo humano, principalmente debido a la conversión de terreno para usos agrícolas y/o pecuarios, el desarrollo industrial, la construcción de caminos y carreteras, los tendidos de líneas eléctricas y telefónicas, la extracción de materiales de construcción, la construcción de presas y las actividades de extracción ilegal de las plantas de su hábitat para venderlas como plantas de ornato en mercados nacionales e internacionales (Jarvis, 1979; Sánchez-Mejorada, 1982; Fuller y Fitzgerald, 1987; Reyes y Terrazas, 1991). La degradación de los ecosistemas ha propiciado que las poblaciones se reduzcan y tengan problemas de reproducción, la obtención de semillas es difícil porque es raro encontrarlas en la naturaleza (Mauseth, 1977, 1979; Smith *et al.*, 1991), y aunque se logre obtener semillas, muchas veces los métodos de propagación convencionales son inadecuados porque éstas llegan a estar en latencia o tener

baja germinación, además de que su crecimiento es lento, su fase juvenil es larga y requieren muchos años para llegar a alcanzar su etapa reproductiva (Mauseth, 1977, 1979; Vyskot y Jára, 1984; Escobar *et al.*, 1986; Clayton *et al.*, 1990; Wakhlu y Bhau, 2000).

En consecuencia, la familia completa está incluida en el Apéndice II de la Convención sobre el Tráfico Internacional de Especies Silvestres de Flora y Fauna Amenazadas (CITES) y muchos de sus representantes están comprendidos en el Apéndice I (Anónimo, 1990), varias especies se encuentran también en el listado de la Unión Internacional para la Conservación de la Naturaleza y los Recursos Naturales; por su parte la NOM-059-2010 contempla dentro de sus listados 276 especies de cactáceas, en diferentes categorías como amenazadas, sujetas a protección especial y en peligro de extinción (SEMARNAT, 2010).

Las cactáceas representan una buena alternativa de cultivo para los países carentes de tecnologías y recursos económicos que le permitan el aprovechamiento comercial de sus recursos naturales, no solo son especies clave en las comunidades bióticas de las zonas áridas y semiáridas, también son un recurso con un potencial económico, debido a que son utilizadas por las comunidades rurales para satisfacer sus necesidades de subsistencia y comercialización de sus productos a escala local o regional, e incluso pueden tener una alta demanda en el mercado internacional. Por esta razón el estudio y conservación de los recursos genéticos de estas plantas es una prioridad para el país (Casas, 2002).

1.1 Género *Myrtillocactus*

El género *Myrtillocactus* se encuentra representado por *Myrtillocactus eichalamii* Britton & Rose 1920, endémico de Guatemala y tres especies endémicas de México: *Myrtillocactus cochal* (Orcutt) Britton y Rose 1909 (Baja California), *Myrtillocactus schenckii* (Purpus) Britton *et* Rose, 1909 (Puebla y Oaxaca) y *Myrtillocactus geometrizans* (Mart.) Console, 1897 (anexo 1), esta última se distribuye en los estados de Aguascalientes, Durango, Guerrero, Guanajuato, Hidalgo, Jalisco, México, Michoacán, Nuevo León, Oaxaca, Puebla, Querétaro,

San Luis Potosí, Tamaulipas, Veracruz y Zacatecas (Bravo-Hollis, 1978; Guzmán *et al.*, 2003) Figura 1.



Fig. 1 Distribución de *Myrtillocactus geometrizans* en la república mexicana (tomado de Guzmán *et al.* 2003).

1.2 Usos de *Myrtillocactus geometrizans*

El garambullo se utiliza en la elaboración de bebidas alcohólicas o licor y como leña. Se consume el fruto fresco que se preparan y venden congeladas, se elaboran mermeladas y se elabora agua fresca. Los frutos se recolectan con la ayuda de un quiole o palo grande para alcanzar los frutos más altos. Una vez en el suelo se tienen que recoger rápidamente antes de que las hormigas se las coman. La temporada de fructificación ocurre de abril a julio, siendo el mes de mayo la época más fuerte de fructificación. Existen dos formas de comercialización, a manera de fruta fresca y a través de la transformación del producto en licor (Betanzos, 2008).

Los tallos tiernos pueden ser comestibles, así como las flores en ensaladas y fritas, la planta se usa como cerca viviente e inclusive como contenedor de forraje y mazorcas, es muy usado como porta-injerto para propagación de cactáceas con fines ornamentales (Casas, 2002).

Se han extraído compuestos de la raíz y partes aéreas, para su uso como insecticidas naturales (Céspedes *et al.*, 2005) así como pigmentos de la familia de las betalainas mediante diferentes solventes a partir de los frutos del garambullo (Reynoso *et al.*, 1997; García *et al.*, 1998). Se ha reportado que el fruto de las especies de *Myrtillocactus* tiene propiedades antioxidantes, que son benéficas para la salud ya que puede prevenir problemas de salud y enfermedades crónicas; la mayor parte de la actividad antioxidante es atribuida a las betalainas y otra pequeña parte de esta actividad se atribuye a compuestos fenólicos y a la vitamina C (Herrera, 2008)

2.1 Efecto de las auxinas en la propagación vegetativa

La propagación por esquejes es el método más fácil de propagar los cactus y suculentas. Se fragmentan en trozos que se deben dejar cicatrizar en un lugar seco y ventilado. Este método es efectivo para cactáceas columnares, epifitas y nopales (French y Hebert, 1980; Bravo-Hollis y Scheinvar, 1995). Para inducir su enraizamiento se utilizan las auxinas. Existen varios tipos, algunas son naturales y otras sintéticas, y son: el ácido indol acético (AIA), ácido naftalenacético (ANA), ácido indolbutírico (AIB), ácido (2,4-D) diclorofenoxiacético y ácido 2,4,5-triclorofenoxiacético (2,4,5-T). La función o modo de acción de las auxinas se sitúa principalmente a nivel de membranas celulares, donde se modifica la permeabilidad de ésta, llevando consigo una modificación del funcionamiento celular y activando su metabolismo, esto tiene efecto sobre la división y crecimiento celular, la atracción de nutrientes y otras sustancias al sitio de la aplicación, además de las relaciones hídricas y fotosintéticas de los esquejes. En la propagación vegetativa el balance entre las hormonas vegetales del esqueje afectará su cicatrización, el desarrollo del primordio de la raíz, el desarrollo de

raíces iniciales, el endurecimiento, el crecimiento y desarrollo de las raíces del esqueje (Rojas *et al.*, 2004).

La hipótesis del crecimiento ácido menciona que las paredes primarias de muchas células de las plantas se extienden o relajan cuando se hallan en un medio ácido, inducido este de manera exógena, o a través de la acción de la ATPasa de protones de la membrana plasmática. El efecto de las auxinas se explicaría por una inducción de la acidificación del medio, o bien, a través de la activación de enzimas relajadoras de la pared, previa acidificación de la zona de crecimiento; la mayoría de los fisiólogos vegetales consideran que enzimas de tipo glicanohidrolasas se secretan o son activadas en sitios específicos de la pared celular, en donde llevan a cabo la función de romper la tensión generada por los enlaces entre los polisacáridos celulósicos (Jiménez y Merchant, 2003).

El Radix 10 000 es un regulador de crecimiento vegetal formulado en polvo impregnable, que contiene Ácido Indol -3-Butirico al 1.0% como ingrediente activo. Siendo la auxina más eficaz en la promoción de la iniciación de la formación de raíces adventicias o laterales. Listo para usarse sin dilución para propósito de propagación vegetativa. El Ácido Indol-3- Butírico regula la iniciación y crecimiento de raíces laterales, modificando la arquitectura del sistema radicular de las plantas, puede ser absorbido por cualquier parte de la planta. Actúa por sí mismo y a través de su transformación en Ácido Indol -3- Ácético, que también regula el crecimiento de las raíces (Intercontinental Import Export, S.A. DE C.V., 2012). Algunas especies de cactáceas pueden ser difíciles de propagar vegetativamente (Bravo-Hollis y Scheinvar, 1995), y para inducir su enraizamiento se puede usar el enraizador comercial Radix 10 000, este produce el crecimiento y formación de nuevas y numerosas raíces, que alcanzan mayor profundidad y cobertura radial, aumentando la capacidad de la planta para la absorción de nutrientes y humedad en una zona más amplia del suelo (Intercontinental Import Export, S.A. DE C.V., 2012).

2.2 Enraizamiento de los esquejes

El proceso de rizogénesis o enraizamiento de esquejes implica cambios anatómicos que se pueden observar en el tallo según Hartmann *et al.* (1990), se pueden dividir en 4 etapas:

Primera etapa: desdiferenciación de células maduras específicas. Hay una gran activación general en las células por medio de divisiones que terminan en un tejido cicatricial. El citoplasma se hace más denso y los nucléolos se expanden.

Segunda etapa: formación de radículas iniciales a partir de células cercanas a los haces vasculares, los cuales adquirieron la actividad meristemática por desdiferenciación.

Tercera etapa: desarrollo subsecuente de radículas iniciales a radicales en primordios radicales organizados, este proceso inicialmente es desordenado y posteriormente se realiza de forma más polarizada constituyendo un esbozo de cilindro central y capa cortical que se alarga, perfeccionando su estructura y sus conexiones vasculares con la raíz de procedencia

Cuarta etapa: al final hay un desarrollo y emergencia de los primordios radicales a través del tejido del tallo, los primordios son empujados hacia afuera del esqueje a medida que van creciendo, acabando por aparecer al exterior del rodete cortical, con una cofia y toda la estructura de la nueva raíz perfectamente conformada.

Subsecuentemente ocurre el proceso de cicatrización y regeneración, que de acuerdo a Hartmann *et al.* (1990), consta de tres etapas:

Primera etapa: al morir las células externas lesionadas se forma una placa necrótica que sella la herida con un material suberoso (suberina) y tapa el xilema con goma. Esta placa protege las superficies cortadas de la desecación.

Segunda etapa: las células que están detrás de esta placa, después de unos cuantos días, empiezan a dividirse y se puede formar una capa de células de parénquima (callo).

Tercera etapa: en ciertas células próximas al cambium vascular y al floema se empiezan a iniciar raíces adventicias. Esto fue observado en plantas del género

Salix, *Hydragea* y *Populus*, que se caracterizan por su fácil enraizamiento, también se observó en esquejes de manzanos y membrillos.

En condiciones de cultivo en invernaderos es necesario mantener una buena hidratación del sustrato para que se desarrollen las raíces, lo que implica la aplicación de riegos de manera frecuente, ya que con el paso del tiempo la planta va consumiendo parte del agua para satisfacer sus necesidades y otra parte se pierde por evaporación (Moya, 2009). En la naturaleza el sistema radicular de las cactáceas está adaptado para captar agua y minerales con rapidez, caracterizado por su extraordinaria ramificación como por la gran longitud que alcanzan, en la época de lluvias se forma en las extremidades de las raíces secundarias el verdadero sistema de absorción, el cual consiste en numerosas raicillas blancas provistas de pelos absorbentes que son caducas pues su vida se limita a la temporada lluviosa, marchitándose después. La absorción se efectúa solamente durante una época del año muy restringida (Bravo-Hollis y Scheinvar, 1995).

2.3 El Poliacrilato de potasio como promotor de enraizamiento

El empleo de hidrogeles a base de poliacrilato de potasio puede mejorar el enraizamiento de los esquejes debido a que además de que mantiene el agua por más tiempo en el sustrato, la libera lentamente y facilita su absorción al estar en contacto directo con las raíces (<http://www.silosdeagua.net/>).

3 Lluvia sólida ®

El hidrogel comercial “Lluvia sólida®” con base de poliacrilato de potasio es un polímero aniónico, cuya composición química es 94.7% poliacrilamidas y 5.3% agua. Este producto captura y retiene el agua por mucho tiempo sin alterar su estructura química o pH (7 ± 3 (disuelto al 1% en agua) , es un polvo fino granulado, muy similar a los granos de la gelatina (Fig. 2 A y B), al contacto con el agua forma un hidrogel, que es capaz de retener hasta 500 veces su peso (Fig. 2), su periodo de vida puede ser de hasta 10 años. Este tipo de hidrogel, se utiliza en la agricultura adicionándolo al sustrato, permitiendo el almacén de agua en forma sólida, cuando está hidratado se puede guardar en costales u otros contenedores, permitiendo su transporte a grandes distancias y utilizarse en los periodos de

estiaje, también es útil en la retención del suelo. Este polímero puede ser utilizado en cultivos de temporal o de riego, en campo abierto, en invernaderos o bajo techo; se aplica esparciéndolo en el sustrato o se coloca junto a la semilla o la raíz de la planta. El paso del tiempo y los efectos de los rayos solares propician su degradación (FUNPROVER, 2009).



Figura 2.) A y B) Lluvia sólida® en forma de un hidrogel seco con aspecto de un polvo granular fino. C) granos de hidrogel hidratado y seco. D) Hidrogel hidratado.

Los fabricantes reportan que el hidrogel “Lluvia sólida®” se puede usar para evitar el estrés hídrico al trasplantar especies forestales y frutales que se desarrollan en viveros así como en la hidroponía, en cultivos extensivos a campo abierto.

Además se emplea en el transporte a raíz desnuda (esta técnica consiste en germinar las semillas directo en el suelo sin contenedor, una vez que las plantas alcanzan la talla deseada se arrancan dejando el sistema radicular expuesto), siembra en agua, mantenimiento de pastos, jardines, siembra de esquejes,

también se puede mezclar con fertilizantes (FUNPROVER, 2009). Las principales propiedades fisicoquímicas del poliacrilato de potasio, “silos de agua®” se muestran en la tabla 1.

Tabla 1. Propiedades del poliacrilato de potasio (silos de agua o lluvia sólida®) (Tomado de Terol, 1993).

Composición química	94.7% poliacrilamidas y 5.3% agua
Aspecto	Polvo blanco
Tamaño	Pulverizado microgranular
Contenido en Humedad	7% de su peso
Olor	No perceptible
pH	7 ± 3 (disuelto al 1% en agua)
Solubilidad	Insoluble en agua y disolventes orgánicos
Degradación	Diluido con agua, se degrada con la acción de los rayos solares y con la contaminación de sales minerales
Estabilidad	Estable, en ausencia de humedad
Capacidad de absorción	Cerca de las 850 unidades en peso, en agua destilada (según el fabricante)
Peso específico	Aproximadamente 0.5 kg/L
Efectos nocivos	Se desconocen. Inocuo al tacto o ingestión
Propiedad principal	Aumenta de tamaño gradualmente dependiendo del agua disponible

Este tipo de tecnología se ha aplicado en la comunidad de Agua Hedionda Municipio de Autlán de Navarro en el estado de Jalisco. Los “silos de agua” son agregados al agua de lluvia (líquida) para formar el hidrogel, esta agua es captada en un bidón de 200 litros, el agua sólida se transporta en recipientes y se aplica en la raíces de las plantas. El compuesto se utiliza en las parcelas de maíz para garantizar la humedad constante, la “lluvia sólida” también se aplica en las

terrazas de nopales, pasto y frutales para evitar la erosión del suelo (Venosa, 2007).

3.1 Historia y mercado de los Hidrogeles

Los hidrogeles son materiales poliméricos súperabsorbentes, son sólidos granulares caracterizados por tener estructura tridimensional entrecruzada de cadenas flexibles (Okay, 2000). En contacto con el agua, ésta se desplaza hacia el interior de la partícula de hidrogel, dada la menor concentración de moléculas de agua que allí se presentan; a medida que el agua se difunde, la partícula incrementa su tamaño y las cadenas poliméricas se mueven para acomodar a las moléculas de agua, la presencia de puntos de entrecruzamiento evitan que las cadenas en movimiento se separen y por tanto se disuelvan en el agua (Barón *et al.*, 2007).

La síntesis del primer polímero absorbente se remonta a 1938 cuando se sintetizaron térmicamente el ácido acrílico (AA) y el divinilbenceno, siendo polimerizados en un medio acuoso (Buchholz y Graham, 1998). A finales de 1950, aparece la primera generación de hidrogeles, que se basan principalmente en monómeros de metacrilato e hidroxialquilo con una capacidad de hidratación del 40- 50 %. Fueron utilizados en el desarrollo de lentes de contacto revolucionando la oftalmología (Dayal *et al.*, 1999).

La producción comercial de hidrogeles con propiedades superabsorbentes comenzó en Japón en 1978, eran usados en la fabricación de toallas higiénicas. Durante 1980 este tipo de materiales fueron utilizados en Alemania y Francia en la fabricación de pañales. A finales de 1990, la producción mundial de hidrogeles superabsorbentes fue mayor a un millón de toneladas (Peppas y Hoffman, 2013). En los últimos años los hidrogeles se han utilizado en la fabricación de juguetes, selladores, ambientadores, en el mejoramiento de suelos para aplicaciones agrícolas, la liberación controlada de fármacos (Peppas y Hoffman, 2013), la eliminación de arsénico del agua (Luján, 2001), la encapsulación de embriones somáticos para la producción de semillas artificiales (Redenbaugh *et al.*, 1984), entre otras aplicaciones.

3.2 Tipos de hidrogeles superabsorbentes

Los hidrogeles superabsorbentes pueden clasificarse en cuatro grupos por la presencia o ausencia de cargas eléctricas localizadas en las cadenas entrecruzadas (Pó, 1994).

1 – No iónicos.

2-Iónicos (incluyendo catiónicos y aniónicos).

3- Electrolitos amfotéricos, contienen grupos ácidos y básicos.

4- Zwitteriónicos, contienen grupos aniónicos y catiónicos en cada unidad estructural.

Los hidrogeles más utilizados son los aniónicos, incluidos en una de las siguientes categorías:

A) Con entrecruzamientos de poliacrilatos o poliacrilamidas.

B) Poliacrilatonitrilo celulosa hidrolizado (PAN) o Copolímeros de PAN - almidón.

C) Copolímeros entrecruzados de anhídrido maleico.

También se pueden dividir en hidrogeles de origen natural y sintético e hidrogeles derivados de polisacáridos o de polipéptidos (Zohuriaan-Mehr, 2006).

3.3 Utilización de los hidrogeles como sustrato para plantas

Los hidrogeles se han utilizado de manera industrial en la horticultura para mejorar las propiedades físicas de los suelos con el objetivo de optimizar la retención de agua y/ o la retención de nutrientes de los suelos arenosos, debido a que pueden influir en la permeabilidad del suelo, densidad, estructura, textura, la evaporación y la velocidad de infiltración. En particular los hidrogeles reducen la frecuencia de riego y la compactación, detienen la erosión y el agua que se infiltra aumenta la aireación del suelo y la actividad microbiana (Abd El-Rehim *et al.*, 2004).

Al mezclar el hidrogel con el suelo se logra, por un lado, aprovechar mejor el agua de lluvia o riego al perderse menor cantidad de agua por filtración, y, por otro lado, también se consigue disminuir la evaporación de la misma. Este tipo de polímeros permitirá la recuperación de zonas semiáridas o terrenos de cultivos abandonados y poco fértiles, cuando se emplean de forma extensiva. El estudio de materiales con propiedades especiales que permitan el aprovechamiento de estos suelos ha encontrado en los hidrogeles una posible solución, siendo utilizados en terrenos desérticos para mantener la humedad, y en regiones montañosas, en las que las lluvias arrastran las sustancias necesarias para el desarrollo de cultivos, para la liberación controlada de sales orgánicas y abonos nitrogenados (Kazanskii y Dubrovskii, 1991; Bhardwaj *et al.*, 2007).

El hidrogel súperabsorbente Stockosorb® K 400 (con un contenido de entrecruzamientos de poliacrilamidas y con 40% de amidas hidrolizadas a grupos carboxílicos) se probó en la sobrevivencia de plántulas de *Pinus halepensis* sometidas a estrés hídrico. El agua retenida en el suelo arenoso se incrementó exponencialmente al incrementar la concentración de hidrogel. Durante las condiciones de sequía las plántulas tratadas con 0.4 % de hidrogel sobreviven dos veces más que en el suelo testigo. Y presentan un crecimiento pronunciado en los brotes y en las raíces alrededor de tres veces más que en el suelo testigo. Los datos indican que los suelos adicionados con este tipo de hidrogeles al 0.4% (p/v) pueden promover la tolerancia a la sequía en las plantas que crecen en suelos arenosos (Huttermann *et al.*, 1999).

En un ensayo de campo realizado por Viero *et al.* (2000), evaluaron si el crecimiento y la supervivencia de las plántulas de un árbol híbrido de *Eucalyptus grandis* x *E. camaldulensis* se veía afectado por el volumen de agua añadido durante el trasplante. Así mismo se evaluó el efecto de la adición del hidrogel Stockosorb® K 400 al suelo. Las variables medidas indicaron que el crecimiento fue significativamente mayor con el aumento de los niveles de agua o hidrogel. El rendimiento óptimo del eucalipto se produjo con la adición de 1000 ml de agua con 9 o 12 g de hidrogel, los niveles crecientes de agua aplicada a la siembra tuvieron un impacto positivo en la supervivencia de las plántulas.

Jobin *et al.* (2004) evaluaron el efecto de dos hidrogeles de base acrílica (Aquamend® y Soli Moist®) en la retención de agua, la conductividad hidráulica de los sustratos y en el crecimiento de las plantas. La duración de sus efectos también fue investigado en esquejes enraizados de Surfinia (*Petunia xhybrida* "rosa brillante") que se trasplantaron a macetas de 30 cm con sustratos adicionados con hidrogel y se observó que las propiedades del sustrato físico (la porosidad, la aireación y el agua disponible) se vieron afectados de manera positiva por la adición de hidrogel, pero las diferencias desaparecieron después de 9 semanas de crecimiento. Los hidrogeles no tuvieron ningún efecto significativo sobre el punto en el que se marchitaron las plantas ni en la conductividad hidráulica. El peso seco se vio afectado por el sustrato con hidrogel, y se correlacionó positivamente el contenido de agua con la capacidad del recipiente y el potencial hídrico de 10 KPa, y entre la capacidad del recipiente y el potencial hídrico del suelo cuando la planta perdió la turgencia.

Arbona *et al.* (2005) probaron la eficacia del hidrogel Stockosorb® Agro (copolímero de ácido acrílico y poliacrilamida a base de sal de potasio y amonio) en el retraso de los daños producidos por la sequía en plántulas y árboles de cítricos (*Poncirus trifoliata* [L.] raf. × *Citrus sinensis* [L.] Osb. y *Citrus reshni* Hort. ex Tan.). Se observó que el sustrato acondicionado con hidrogel promovió la sobrevivencia de las plántulas de cítricos hasta en un 79% después de 6 periodos de estrés por sequía y rehidratación. El sustrato adicionado con hidrogel reduce los daños del estrés por sequía.

Barón *et al.* (2007) mencionaron que los hidrogeles alteran la curva de retención de humedad, esto se considera benéfico por que los suelos liberan una mayor cantidad de agua en el intervalo aprovechable de plantas, que es cuando hay agua con un potencial termodinámico entre 2 y 4.2, (definido como el logaritmo base 10 de la presión necesaria para liberar el agua expresada en cm de agua), significando un alivio energético, por lo que las plantas pueden utilizar su energía en funciones de crecimiento, formación de frutos, entre otras actividades; adicionalmente, se libera menos cantidad de agua gravitacional (no aprovechable), aumentando la cantidad de agua útil en el suelo.

Sin embargo, Frantz *et al.* (2005), mencionaron que los hidrogeles como Soil Moist® pueden aumentar considerablemente el costo de los sustratos de cultivo (15%). La literatura, en general, afirma que las características físicas de los hidrogeles, como la poliacrilamida (PAM), se alteran por la presencia de cationes divalentes (Ca^{2+} y Mg^{2+}). Se desconocen los mecanismos que explican la beneficios descritos y / o los efectos perjudiciales de la incorporación de PAM. En su trabajo se emplearon dos especies, el pensamiento (*Viola xwittrockiana* Gams) e *Impatiens* de Nueva Guinea (*Impatiens hawkeri* Bull). Los resultados mostraron que la cobertura de dosel del pensamiento fue significativamente mayor con hidrogeles, además el crecimiento de las raíces a principios de la producción se mejoró con PAM. Pero no se observó tal efecto para *Impatiens* de Nueva Guinea. El número total de flores y la longevidad de las flores de *Impatiens* Nueva Guinea disminuyó con la creciente cantidad de PAM (16.7% o superior). La incorporación de PAM disminuyó la necesidad de riego a principios de la producción de ambas especies, pero al final de la producción las plantas de *Impatiens* de Nueva Guinea fueron más pequeñas. El análisis teórico de los beneficios potenciales de hidrogeles muestra poco o ningún beneficio después de la producción. Estos datos ayudarán a los productores a determinar si los beneficios derivados del uso de PAM justifican el costo adicional de los sustratos.

Rojas de Gascue *et al.* (2006) realizaron ensayos con semillas y plantas de tomate, y observaron que con la adición de hidrogel mejoró el suministro de agua en las plantas, incrementó la germinación de las semillas, en comparación con el suelo en estado natural. Además, la presencia del hidrogel parece disminuir el efecto negativo de la alta salinidad del suelo sobre el crecimiento de las semillas. La presencia de los polímeros, su capacidad de absorber y retener agua tienen un efecto positivo sobre la germinación y el crecimiento de las plantas de tomate en diferentes tipos de suelo.

Al-Humaid y Mofthah, (2007) probaron Stocksorb® K 400 en la sobrevivencia y crecimiento en plántulas de *Conocarpus erectus* L. que crecieron en un suelo arenoso, bajo condiciones de estrés hídrico, utilizando varias proporciones de hidrogel: 0.0, 0.1, 0.2, 0.4 y 0.6%. La adiciones de altas concentraciones de

hidrogel evitaron la pérdida de agua 66% más que en el suelo control, durante la etapa de estrés hídrico las plántulas tratadas con 0.6% sobrevivieron tres veces más que las plántulas del tratamiento control. El crecimiento aéreo y radicular se incrementó significativamente, las plántulas tratadas con hidrogel también presentaron un mayor potencial hídrico. Concluyeron que la cantidad adecuada de hidrogel para que las plántulas de *C. erectus* tengan una tolerancia a la sequía es de 0.4% y 0.6% (p/p).

Por otra parte Mangold y Sheley (2007) probaron si un hidrogel (copolímero de acrilamida) aumentaría la emergencia de las plántulas y el establecimiento de una variedad de trigo (*Agropyron cristatum*) bajo tres frecuencias de riego y dos texturas de suelo. Observaron que la incorporación del hidrogel confiere algún beneficio en la emergencia, en la biomasa, y la supervivencia de las plántulas del trigo. Sin embargo, la frecuencia de riego fue la que produjo la influencia más consistente en la emergencia de plántulas, supervivencia y biomasa. Concluyeron que el uso de hidrogeles pudo ayudar a superar las limitaciones de humedad del suelo y mejorar el establecimiento de plántulas de bosques y estepas arbustivas.

Kant *et al.* (2008) evaluaron el efecto de un hidrogel (0, 0.5, y 1.0% p/p) en algunas propiedades agro-fisiológicas, como la materia seca, el contenido de nutrientes, el contenido de clorofila, el contenido de prolina y el equilibrio iónico en las plantas de frijol con estrés debido a las dosis de diferentes de sales. El tipo de sal, la dosis, y la cantidad de hidrogel influyeron en la conductividad eléctrica del suelo. La salinidad del suelo afectó los parámetros considerados, y cambió el balance de nutrientes de las plantas. La alta concentración de sal causó una reducción sustancial en el crecimiento de las plantas. Los resultados sugieren que el hidrogel tiene un gran potencial para su uso en la reducción del efecto del estrés salino sobre el crecimiento de las plantas y los parámetros de crecimiento en suelos salinos de zonas áridas y semiáridas. Este hidrogel parece ser muy eficaz para su uso como un acondicionador del suelo en cultivo de hortalizas, para mejorar la tolerancia de los cultivos y el crecimiento en condiciones de salinidad.

El hidrogel Terra-Sorb® se usó en el trasplante de plántulas de *Quercus rubra* L. y se observó que este redujo la permeabilidad de la membrana de las raíces en un 31%, después de 5 horas en exposición a la desecación; así como una reducción en el número de días para el brotado de las plántulas tratadas con hidrogel y un retraso en la pérdida de la humedad del tejido. Esto sugiere que el hidrogel pudo haber proporcionado protección contra el estrés al ayudar a la supervivencia durante la desecación a corto plazo, lo que puede ser beneficioso para disminuir la tensión inicial del trasplante (Apostol *et al.*, 2009).

Yong *et al.* (2010) estudiaron los efectos de dos tipos de polímeros hidrofílicos en condiciones de sequía y salinidad en estacas de 1 año de edad de *Populus popularis*. Los polímeros utilizados en los experimentos fueron Stockosorb® 500 XL (de tipo granular, hidrogel reticulado polipotasio-co-(polímero acrílico)-co-poliacrilamida) y Luquasorb® (un tipo de polvo de poliacrilato de potasio). Reportaron una reducción significativa en los efectos sobre las plantas estresadas por sequía y NaCl. Los suelos tratados con 0.5% Stockosorb o Luquasorb disminuyeron la inhibición del crecimiento de las plantas y el intercambio de gases en las hojas causadas por la sequía y / o tratamientos de estrés salino, la ocurrencia de lesiones en las hojas por estrés se retrasó hasta los días 31 y 51, respectivamente. Los resultados mostraron que los polímeros hidrofílicos ayudaron a las raíces de *P. popularis* a tolerar la sequía y la salinidad por las siguientes razones: las raíces tomaron el agua retenida en los polímeros hidrofílicos cuando ésta era deficiente en el suelo (con el hidrogel Stockosorb, las plantas tratadas mostraron una mayor tasa de absorción de agua); en condiciones de salinidad los dos hidrogeles limitaron la acumulación excesiva de iones tóxicos en los órganos de la planta debido a su alta capacidad de retención de agua y, además se mejoró la homeostasis de K^+ / Na^- en las plantas salinizadas; los polímeros hidrofílicos ayudaron a tolerar los efectos interactivos de la sequía y la sal. Los efectos del crecimiento y la supervivencia por los polímeros hidrofílicos en las plantas sometidas a la sequía y sales (NaCl) fue más evidente con la aplicación de Luquasorb®, ya que suministra agua a las plantas a un ritmo menor durante la desecación del suelo, prolongando así la duración del suministro de

agua a las raíces que crecen en un entorno de baja salinidad, durante un largo periodo de estrés por sequía y salinidad.

Olszewski *et al.* (2010) analizaron las propiedades físicas de un sustrato adicionado con hidrogel (SuperSorb® C) y sus efectos sobre el crecimiento inicial de las plantas en un techo verde. Se evaluó el peso seco aéreo y la cobertura del área de dos especies de *Sedum* (*Sedum floriferum* y *Sedum spurium*) después de nueve semanas del trasplante. Ambas especies que se utilizan en azoteas verdes respondieron de manera similar al sustrato mejorado, el crecimiento de la planta inicial fue mayor en el sustrato que contiene 20% de composta y 1.7 kg/0.91m³ de hidrogel, resultando en 198% y 161% mayor peso seco aéreo y el área de cobertura, respectivamente. Se llegó a la conclusión de que la adición de composta y / o hidrogel afectan las propiedades físico-químicas del sustrato, lo que resulta en un mayor crecimiento inicial de la planta, y que estas modificaciones pueden tener aplicaciones prácticas para mejorar las condiciones de crecimiento en los techos verdes.

Agaba *et al.* (2011) midieron el potencial hídrico del suelo, pusieron una capa de 25 cm de suelo arenoso adicionado con 0.2 % y 0.4% de hidrogel Luquasorb® y el suelo testigo (sin hidrogel), donde plantaron individuos de *Agrostis stolonifera*. Después de 10 semanas se cosecharon las plantas y se midió el potencial hídrico de la capa inferior del suelo, se observó que el potencial hídrico de la capa inferior de un suelo arenoso mejorado con 0.4% de hidrogel presentó un potencial hídrico significativamente menos negativo lo que indica que en el tratamiento con hidrogel hubo mucho menos infiltración de agua.

4 Continuo suelo planta atmósfera y el papel del agua en las plantas

El agua es un sistema dinámico que conecta a través de las plantas el agua líquida del suelo con el vapor de agua de la atmósfera. El agua perdida por evapotranspiración genera un diferencial en el potencial hídrico desde la parte aérea de la plantas hasta el suelo, la presión negativa que se genera es transmitida al xilema el cual absorbe el agua mediante las raíces y la conduce por

el xilema a los diferentes órganos de la planta (Arriaga *et al.*, 1999; Taiz y Zeiger, 2006).

Las principales funciones del agua en las plantas son:

- 1) Es un constituyente del protoplasma, forma hasta el 90% de la masa total, mantiene la estructura y actividad de las proteínas y ácidos nucleicos. Determina la tasa metabólica. Durante los periodos de sequía, si hay una deshidratación muy rápida las células pueden morir y la planta para sobrevivir entra en un estado anabiótico (Larcher, 2001).
- 2) Participa en muchas reacciones químicas hidrolíticas y de condensación, en las que se añaden o remueven moléculas de agua. También es importante en otros procesos metabólicos como la interconversión de carbohidratos, la síntesis de ácido málico a partir del ácido fumárico en el ciclo de Krebs, es la fuente de electrones para la reducción de CO₂ en la fotosíntesis y la fuente de OH⁻ que suministran los electrones para las reacciones luminosas (López, 2000).
- 3) Ayuda a mantener la rigidez y turgencia tanto celular como de la planta entera. Como agua intersticial, sirve como un medio de transporte en el espacio entre las células y los elementos conductores de la xilema y floema (Larcher, 2001).
- 4) El agua se almacena en vacuolas dentro del citoplasma y su pérdida y ganancia produce varios tipos de movimientos en las plantas. Forma una película de agua que rodea a las células vegetales actuando como una reserva, además la película de agua participa en la difusión de gases (CO₂ y O₂) dentro y fuera de la célula y para la toma y transporte de las sales minerales desde el suelo a las raíces. Como agua de hidratación se asocia con iones, sustancias orgánicas disueltas y macromoléculas (Raven *et al.*, 1992).
- 5) La evaporación del agua produce un efecto de refrigeración que ayuda a la planta a disipar el calor (Taiz y Zeiger, 2006).

4.1 Interacción entre el agua y las raíces

Las raíces tienen funciones variadas: absorben nutrientes y agua del suelo que transportan desde el lugar de absorción a los tallos, hojas y otros órganos, en la raíz se sintetizan varias hormonas vegetales y reguladores del crecimiento, también pueden actuar como órganos de reserva y anclan a la planta al suelo. Una raíz joven típica consiste de un ápice de crecimiento, tras el cual están las células meristemáticas que más tarde se diferencian en las células que forman la epidermis, la corteza y el cilindro central o estele (Russell, 1989).

Los pelos radiculares están situados a unos milímetros por encima de la caliptra. Estos pelos largos y delgados poseen una elevada relación superficie/volumen y, pueden introducirse a través de los poros del suelo de muy pequeño diámetro, incrementando la superficie de contacto entre la raíz y el suelo. Desde los pelos radiculares, el agua se mueve a través del córtex y el periciclo hasta penetrar en el xilema primario. Este movimiento está causado por la diferencia de potencial hídrico entre la corteza de la raíz y el xilema del cilindro vascular. El flujo de agua hasta el cilindro central se verá influido por la resistencia del simplasto y de las membranas que deba atravesar, resistencia que puede aumentar si la estructura, la fluidez y la funcionalidad de las membranas no son adecuadas a causa de la deshidratación o algún tipo de estrés. Debido a que el correcto funcionamiento de las membranas requiere ATP, cualquier factor que afecte negativamente a la respiración (anaerobiosis, bajas temperaturas), afectará al flujo de agua (García *et al.*, 1998).

La existencia de un contacto directo entre la superficie de la raíz y el suelo es esencial para que la absorción de agua por la raíz sea efectiva. Las raíces generan una presión hidrostática positiva al absorber iones desde la solución diluida del sustrato y transportándolos al xilema. El agua entra por la parte apical de la raíz que incluye la región de los pelos radiculares. El agua se mueve desde la epidermis hasta la endodermis de la raíz, mediante tres rutas: apoplasto (paredes celulares), transmembrana y simplasto. En la ruta del apoplasto cuando el agua llega a la endodermis se encuentra con la banda de Caspary, que es una franja de

células impregnadas con suberina la cual actúa como una barrera, entonces el agua y los solutos se mueven por el simplasto de célula a célula a través de plasmodesmos (Taiz y Zeiger, 2006).

El potencial capilar es la principal fuerza que las plantas deben de vencer para obtener agua de la mayoría de los suelos. Puede ser definida como la fuerza con la cual el agua es retenida por el suelo, indicando la energía por unidad de área que tiene que aplicarse para mover el agua en el suelo, comúnmente se expresa en atmósferas. Al absorber agua la planta requiere de cierto esfuerzo que será menor cuando mayor sea el contenido de agua en el suelo. Los suelos drenan casi completamente a baja presión, no así las texturas pesadas que retienen una gran cantidad de agua, aun a tensiones altas por lo que es posible que se presente marchitez en las plantas (Thompson y Troeh, 2002).

4.2 Diferenciación y crecimiento de las raíces

La rizogénesis es el proceso por el cual las plantas producen raíces, en ésta es muy importante la actividad del cambium vascular, cuando las plantas son propagadas por semillas la raíz primaria se desarrolla a partir de embrión (Raven *et al*, 1992). En el caso de la propagación vegetativa, la formación y desarrollo de la raíz tiene que realizarse a partir de tejidos que ya estaban diferenciados, al realizar el corte para obtener los esquejes se genera una herida que tiene que cicatrizar, para que el esqueje pueda sobrevivir las células maduras se desdiferencian para formar tejido cicatricial o callo (Hidalgo, 1993), en el interior de este callo ciertas células evolucionan a células meristemáticas de tipo primario y después se organizan en meristemas de tipo radical a partir de los cuales se formarán las nuevas raíces que le permitirán a la planta poder tomar los nutrientes del sustrato disueltos en agua y de esta manera sobrevivir y desarrollarse. El proceso de enraizamiento depende del estado fisiológico de los esquejes y de la actividad del cambium, sin embargo también influyen factores genéticos y hormonales, existe una especie de memoria que dirige a las células hacia la organización de meristemas radiculares, también influyen las condiciones de luz y

temperatura a la que se fue sometida la planta madre así como de la salud que puedan tener estas plantas donantes (Rojas *et al.*, 2004).

Durante la diferenciación, las células aumentan de tamaño y se alargan empujando la raíz a través del suelo. Dentro de esta zona de elongación, las células del cilindro central se diferencian. El mecanismo de crecimiento de las raíces consiste en que las células meristemáticas, ubicadas detrás del ápice se alargan longitudinalmente y radialmente, empujando a éste hacia adelante. El crecimiento se produce cuando la presión de turgencia dentro de las células en crecimiento es suficiente para vencer el confinamiento impuesto por las paredes celulares y cualquier limitación externa causada por la matriz del suelo. La diferencia entre la presión de turgencia y la resistencia de la pared celular se denomina presión de crecimiento radicular (Russell, 1989).

La mayoría de las plantas poseen una gran superficie radicular a través de la cual se realiza la absorción, bajo condiciones óptimas de humedad en el suelo, el crecimiento de la raíz es muy rápido, facilitándose el contacto con los puntos de humedad, y cuando el agua útil se encuentra en cantidades menores algunas plantas puede abastecerse de agua en capas más inferiores del suelo (Leitón, 1985).

4.3 El agua en el suelo

El agua en el suelo se mueve tanto en su fase líquida como de vapor. El movimiento del agua líquida se halla controlado por el potencial mátrico; los desplazamientos son mucho más importantes cuando el suelo está húmedo que cuando está seco. En el último caso el agua ésta firmemente retenida a las partículas del suelo y el movimiento es casi inexistente. Los movimientos del agua en estado de vapor son regulados por un gradiente de temperatura. Las pérdidas por evaporación ocurren cuando los poros del suelo se encuentran interconectados de tal manera que existe una conexión hacia la superficie (Thompson y Troeh, 2002).

El contenido de agua y la tasa de movimiento en el suelo dependen del tipo de suelo y de su estructura. La arena tiene partículas que pueden medir un milímetro

o más de diámetro, con grandes espacios entre las partículas. El limo mide de 0.05- 0.002 mm. La arcilla tiene áreas superficiales mucho mayores y espacios más pequeños entre partículas (Thompson y Troeh, 2002; Taiz y Zeiger, 2006).

Al aplicar un riego o después de una lluvia, el agua percola por gravedad desplazando el aire presente en los canales, esta agua gravitacional no es aprovechable por la planta, otra parte puede estar en el suelo como película adherida a la superficie de las partículas o llenar los canales entre las mismas, esta agua es aprovechable por las plantas, también se le puede llamar agua capilar (Valverde, 2007). La capacidad de los suelos de retener el agua en sus poros capilares en contra de la fuerza de gravedad se denomina capacidad de campo y se mide después de saturar el suelo con agua y dejando drenar el exceso, en términos de potencial hídrico, la capacidad de campo es la cantidad de agua que retiene un suelo a una tensión de -0.015 Mpa a -0.033 Mpa. Si no llueve o no se aplica riego y se permite que el agua capilar se reduzca a niveles en que el cultivo no puede absorberla, se llega al agua higroscópica, esta se caracteriza porque es fuertemente retenida por las partículas del suelo y se mueve en forma de vapor. No existe una línea de separación evidente entre estas formas de agua, pues dependen de la textura, estructura, porosidad, temperatura etc. (Gurovich, 1985). Cuando el contenido de humedad retenido por las partículas del suelo no se puede utilizar por las plantas para satisfacer sus necesidades y recuperar la turgencia se dice que se encuentra en punto de marchitez permanente, provocando que la planta muchas veces muera pues no se pueden recuperar aunque se sometan a un ambiente húmedo (Valverde, 2007). Se define al punto de marchitez permanente como el porcentaje de humedad en el cual la planta no puede extraer más agua del suelo, solo existe agua mátrica. En términos de potencial hídrico, sería la cantidad de agua que un suelo retiene a una tensión de -1.5 MPa y en el caso de la plantas xerófitas se establece que el punto de marchitez permanente se encuentra después de -3.0 Mpa y en el caso de las suculentas los órganos pueden asimilar el agua hasta -2.0 Mpa (Arriaga *et al.*, 1999; Larcher, 2001).

4.4 Potencial hídrico

El potencial químico del agua es una expresión cuantitativa de la energía libre para realizar un trabajo, sus unidades son J mol^{-1} . El potencial hídrico es una medida de la energía libre del agua por unidad de volumen ($\Psi = \mu_a - \mu_a^* / V_a$), equivalentes a unidades de presión en pascales. El potencial hídrico se simboliza con la letra Ψ y para una solución se puede descomponer en componentes individuales que se expresan mediante la suma:

$$\Psi_w = \Psi_s + \Psi_p + \Psi_g + \Psi_m$$

Los términos Ψ_s , Ψ_p , Ψ_g y Ψ_m representan los efectos de los solutos, la presión, la gravedad y las matrices, sobre la energía libre del agua, a presión atmosférica y temperatura ambiente, finalmente el potencial mátrico indica el grado de retención por parte de las matrices sólidas o coloidales, estas se encuentran en el suelo y en las paredes celulares. El potencial hídrico influye en el crecimiento celular, la fotosíntesis y la producción de cultivos (Taiz y Zeiger, 2006).

4.5 Método psicométrico de medición del potencial hídrico

En la cámara psicométrica la muestra se coloca en una charola que queda sellada y en contacto con una serie de sensores. Dentro de la cámara hay un ventilador, un sensor de punto de rocío, un sensor de temperatura y un termómetro infrarrojo. El sensor de punto de rocío mide la temperatura de punto de rocío del aire y el termómetro infrarrojo mide la temperatura de la muestra. El propósito del ventilador es dar un equilibrio rápido y controlar la conductancia de la capa límite del sensor de punto de rocío. Las mediciones de la presión de vapor del aire son tomadas en el espacio de la cabeza, cuando la presión de saturación del vapor está a una temperatura de punto de rocío. Las mediciones de la presión de vapor en el espacio de la cabeza y la temperatura de la muestra dan el valor del potencial hídrico de la muestra, cuando el potencial y el aire en el espacio de la cabeza están en equilibrio

El potencial hídrico de una muestra líquida o sólida puede ser establecido por la relación entre el potencial hídrico de la muestra y la presión de vapor de aire.

$$\Psi = RT/M \cdot \ln p/p_0$$

Donde p es la presión de vapor del aire, p_0 es la presión de saturación de vapor a temperatura de la muestra, R es la constante universal de los gases (8.31J/molK), T es la temperatura absoluta en grados Kelvin de la muestra y M es la masa molecular del agua. La presión de vapor del aire se puede medir usando como referencia la condensación del agua en un espejo frío y p_0 es tomado de la temperatura de la muestra (Decagon Devices, Inc. 1998-2007).

Una cámara psicométrica WP4 Dewpoint PotentiaMeter (fig. 3), mide el potencial hídrico por el equilibrio de la fase líquida del agua de la muestra con la fase de vapor de agua en el espacio de la cabeza en la cámara cerrada, entonces se mide la presión de vapor del espacio de la cabeza. Los valores obtenidos en MPa nos ayudan a determinar la capacidad que tienen las diferentes combinaciones del sustrato para retener el agua (Decagon Devices, Inc. 1998-2007).

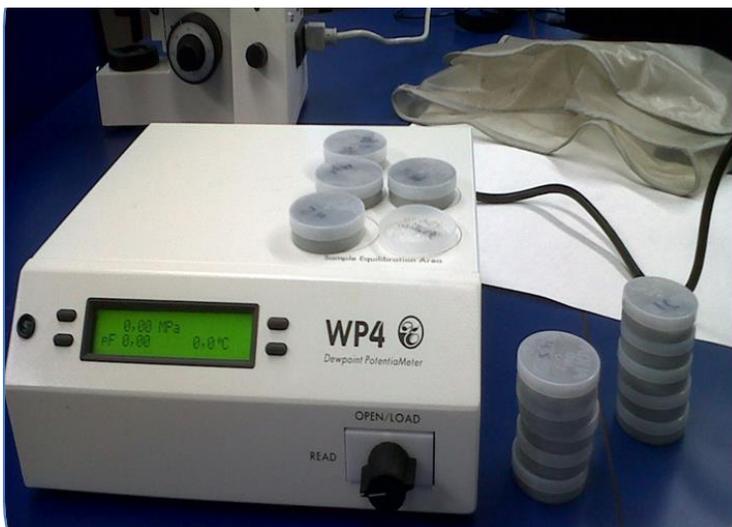


Figura 3. Cámara psicométrica WP4 Dewpoint PotentiaMeter.

III. Justificación

Un método fácil de propagar cactáceas es de manera vegetativa, ya que se obtienen individuos con una talla a la que pueden venderse o aprovecharse una vez que se logra el enraizamiento. La demanda del agua en México y en el mundo se incrementará por eso se buscan alternativas como la que presenta el poliacrilato de potasio que por una parte favorece la retención de agua, el desarrollo de raíces y el incremento en la talla de las plantas, además de que puede ser hidratado con agua de lluvia. De aquí la importancia en la propagación de especies como *Myrtillocactus geometrizans*.

Hipótesis

Hipótesis nula

El Poliacrilato de potasio no afectará el potencial hídrico del sustrato de manera significativa, ni el número ni la longitud de las raíces.

Hipótesis alternativa

El poliacrilato de potasio variará el potencial hídrico del sustrato así como el número y longitud de las raíces en al menos un tratamiento.

IV. Objetivos

1. General

Evaluar si el Poliacrilato de Potasio adicionado al sustrato mejora el establecimiento de esquejes de *M. geometrizans*.

2. Objetivos particulares

Cuantificar el potencial hídrico del sustrato con y sin poliacrilato de potasio, para determinar si afecta el proceso de enraizamiento de esquejes de *Myrtillocactus geometrizans*, determinar si el poliacrilato de potasio promueve una mayor longitud y número de raíces en los esquejes de *M. geometrizans*.

V. Metodología

1. Preparación del hidrogel

Se calculó el peso en gramos necesario de hidrogel para hidratar un litro de agua, con base en la información proporcionada en la página de internet del producto silos de agua o Lluvia sólida® (2010), se menciona que para hidratar un litro de agua se necesita adicionar el equivalente a una taparosca del producto, el peso promedio de 20 repeticiones fue de 4.36 g. Se realizaron los cálculos correspondientes y pesajes.

Determinada la cantidad de hidrogel (0.436 g) para hidratar 100 mL de agua corriente, se mezcló con 240 g sustrato conformado de (tierra negra y piedra pómez) (1:1) el cual se colocó en vasos de unicel de 10 onzas (296 mL) y se establecieron los siguientes sustratos.

- 1) Sustrato (Piedra pómez y tierra negra) (1:1) más 100 mL de agua (control).
- 2) Sustrato (Piedra pómez y tierra negra) (1:1) adicionado con 0.436 g de hidrogel hidratado (HH) con 100 mL de agua corriente.
- 3) Sustrato (Piedra pómez y tierra negra (1:1) adicionado con 0.436 g de hidrogel seco (HS). La mezcla se hidrató con 100 mL de agua corriente.

Se pusieron 30 macetas para cada uno de los sustratos.

Medición del potencial hídrico del sustrato

Se empleó una cámara psicométrica (WP4 Dewpoint PotentiaMeter, Decagon Devices Inc.)

Se tomaron muestras de cada sustrato al quinto, séptimo, noveno, decimocuarto y decimosexto día de haber establecido el experimento para determinar su potencial hídrico. Con ayuda de una espátula, se colocó una muestra de cada sustrato en charolas de plástico de forma circular de 40 mm de diámetro por 12 mm de profundidad. La charola se introdujo en la cámara y se registró el potencial hídrico en MPa.

2. Evaluaciones del enraizamiento.

- Se obtuvieron 120 esquejes apicales a partir de ejemplares de 3 años de edad de *Myrtillocactus geometrizans*. Se realizó un corte con una navaja (previamente desinfectada con alcohol) aproximadamente a una tercera parte del ápice del tallo hacia la base, los esquejes se dejaron cicatrizar durante 4 semanas. Posteriormente se plantaron en macetas circulares de 3.5 pulgadas, con 240 g de sustrato (tierra negra y piedra pómez en proporción 1:1) y se establecieron los siguientes tratamientos:

1) sustrato hidratado a capacidad de campo con 100 mL de agua (control)

2) sustrato hidratado a capacidad de campo con 100 mL de agua, se le aplicó enraizador comercial Radix 10 000 en la base de los esquejes cuando se plantaron.

3) sustrato (piedra pómez y tierra negra) (1:1) mezclado con hidrogel 0.436 g de hidrogel previamente hidratado con 100 mL de agua.

4) sustrato (piedra pómez y tierra negra) (1:1) con 0.43 g de hidrogel seco aplicado en la base del esqueje y posteriormente se aplicó un riego de 100 mL de agua.

Se aplicó un riego de 100 mL de agua corriente cada dos semanas durante 38 semana, (total de 19 riegos). Se midió el potencial hídrico del sustrato al tercer y décimo día del primer y el décimo cuarto riego. La metodología fue la misma que se utilizó en el experimento 1.

Para evaluar la formación y desarrollo de las raíces se desenterró con cuidado el esqueje y a cada uno, con ayuda de un vernier digital, se midió la longitud de la raíz principal y se realizó en conteo de las raíces. Las mediciones se realizaron cada dos semanas durante los dos primeros meses y después cada mes hasta completar 38 semanas. Las plantas muertas no fueron remplazadas y se registró el dato de la longitud y el número de raíces como cero.

Después de diez semanas de plantar los esquejes se desarrollaron una gran cantidad de raíces secundarias y terciarias, lo que dificultó el conteo de las raíces,

para evitar dañarlas y que el esqueje pudiera morir, se dejó de cuantificar esta variable.

Así mismo se midió la altura y diámetro de los esquejes, la primera medición se realizó 4 semanas antes de la siembra y la segunda se realizó 16 semanas después de la siembra.

Finalmente se evaluó la sobrevivencia de los esquejes en cada uno de los tratamientos. En la Fig. 4 se muestra el diagrama de la metodología empleada.

3. Análisis estadístico

Se realizó un ANOVA de una vía con comparación múltiple de Tukey con la finalidad de determinar diferencias estadísticamente significativas en el potencial hídrico del sustrato. Se evaluó la longitud de la raíz principal, el número de raíces, el diámetro y largo del esqueje. Previamente se comprobó la normalidad de los datos. Las pruebas se realizaron con el paquete estadístico SPSS versión 15.0.

Este experimento se realizó del 16 de marzo al 10 de diciembre del 2011 en el invernadero de la Facultad de Ciencias de la UNAM.

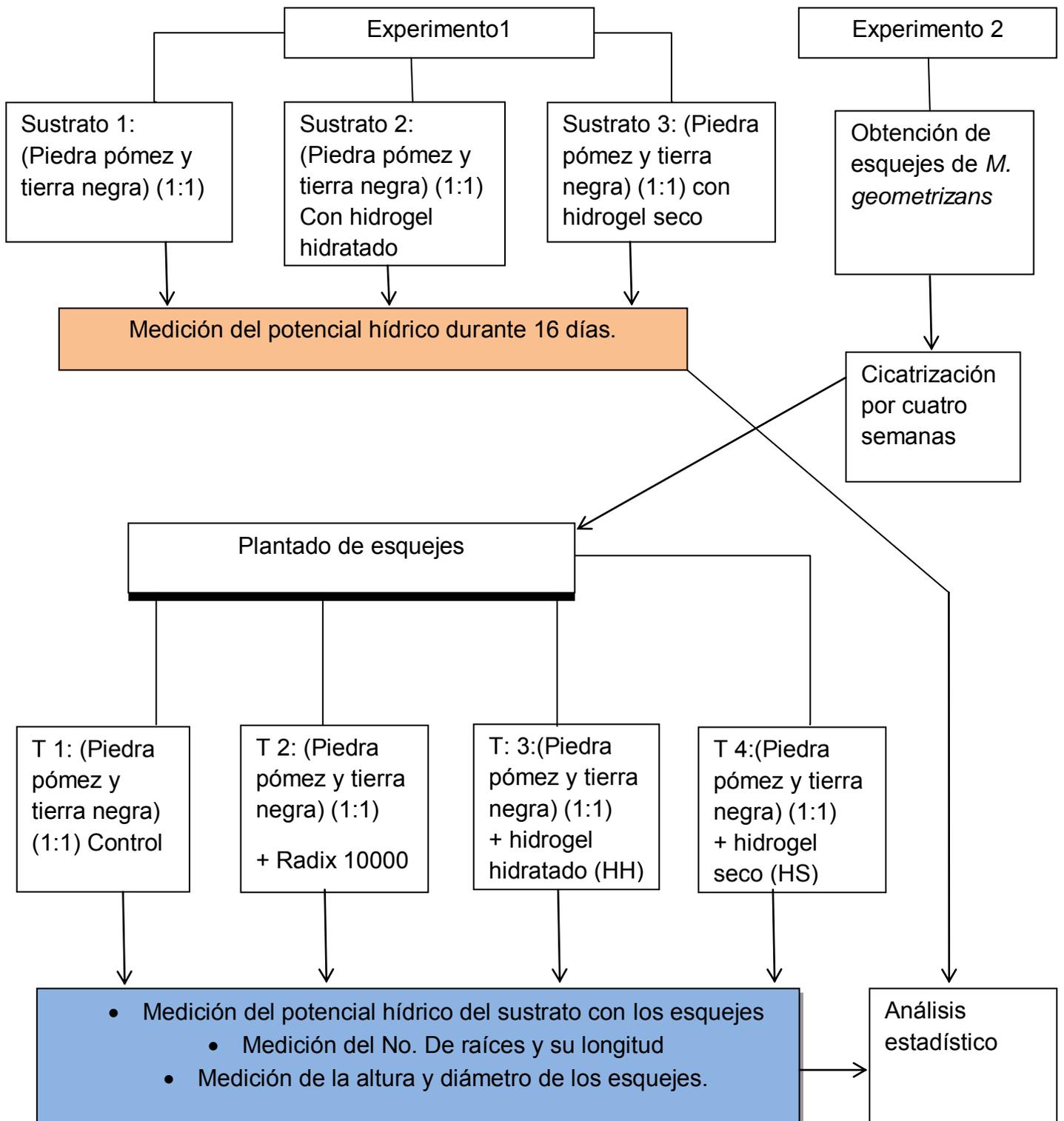


Figura 4. Diagrama de flujo de la metodología realizada para la evaluación del hidrogel a base de poliacrilato de potasio en el enraizamiento de esquejes de *M. geometrizans*.

VI. Resultados y discusión

1. Medición del potencial hídrico del sustrato.

A los 5 días del riego se observó que el sustrato uno (control) (tierra negra y piedra pómez) (1:1) presentó una coloración café oscuro; de consistencia compacta.

En el sustrato dos se observó que la mezcla (tierra negra y piedra pómez+ Hidrogel Hidratado HH) (1:1) presentó una coloración café oscura, permanecía semicompacta y se apreciaban los gránulos del hidrogel hidratados.

En el sustrato tres, una porción del agua se perdió por filtración durante los primeros dos días, el resto fue absorbido por el sustrato y el hidrogel seco, el color del sustrato era café oscuro y tenía una apariencia semicompacta. Los resultados de la evaluación del potencial hídrico de los tres sustratos se muestran en la tabla 2.

Tabla 2. Evaluación del potencial hídrico (MPa) de los diferentes sustratos: S1 (control), S2 (hidrogel previamente hidratado), S3 (hidrogel seco) lectura a los 7, 9, 14 y 16 días de montaje.

Tiempo (días)	Sustrato 1(control)	Sustrato 2 (hidrogel hidratado)	Sustrato 3(hidrogel seco)
	$\bar{X} \pm ES$	$\bar{X} \pm ES$	$\bar{X} \pm ES$
5	-0.78 ± 0.05a	-0.62 ± 0.05a	-0.64 ± 0.03a
7	-1.4 ± 0.48a	-0.71 ± 0.08a	-0.69 ± 0.08a
9	-22.77 ± 3.96 b	-1.18 ± 0.21a	-1.042 ± 0.25a
14	-122.5 ± 4.2c	-34.93 ± 5.66 b	-17.50 ± 4.27a
16	-98.64 ± 1.26 c	-49.66 ± 5.21 a	-82.15 ± 4.32 b

Letras distintas indican diferencias a nivel $P < 0.05$ según la prueba de Tukey entre tratamientos por día.

De 5 a 9 días los suelos con hidrogel retienen mas agua en el sustrato que el tratamiento control; a partir del décimo cuarto día el tratamiento control tiene valores más negativos lo que quiere decir que ha perdido agua, en cambio los tratamientos con hidrogel aun retienen agua, siendo mas favorable aquel que se administró seco al sustrato. No se registraron diferencias estadísticamente significativas a los cinco días ($F= 3.065$, $P= 0.052$) y siete días después del riego ($F= 1.999$, $P = 0.142$) (Tabla 2). Durante este tiempo la capacidad de retención del agua depende de las características del sustrato y el efecto del poliacrilato de potasio tanto seco como hidratado no es tan evidente durante la primera semana después del riego, aunque Abdulrahman *et al*, en el 2007 mencionan que mejora la retención de agua, observaron que la adición de altas concentraciones de hidrogel evita la pérdida de agua un 66% más que en el suelo control.

A partir del noveno día del experimento, el potencial hídrico del tratamiento 1 (control), disminuye rápidamente lo que indica una pérdida de agua principalmente por evaporación, a partir de estos valores se determina que el sustrato control se encuentra en punto de marchitez permanente, es decir, el agua que hay en el sustrato es muy poca y se encuentra fuertemente adherida a las partículas del sustrato, principalmente en forma de gas como lo menciona Valverde (2007). En contraste con el tratamiento dos y tres adicionados con poliacrilato de potasio que se encuentran a capacidad de campo de acuerdo a los valores de Arriaga *et al*. (1999) y Larcher (2001). Las diferencias son significativas ($F=38.514$, $P < 0.05$), lo que implica que el hidrogel está influyendo en la retención de agua de manera positiva y que es posible haya menos perdida de agua por evaporación en los tratamientos dos (HH) y tres (HS). En la literatura consultada no se menciona que exista una diferencia en la aplicación del hidrogel seco o previamente hidratado, sin embargo para el décimo cuarto día después del riego el potencial hídrico del tratamiento uno continuó con la tendencia y descendió a -122 MPa, en tanto que el promedio del potencial hídrico del tratamiento 2 fue de -34.93 MPa y el del tercer tratamiento fue de -17.508 MPa, esto indica que el hidrogel seco retiene el agua por más tiempo y en el tratamiento control únicamente queda agua higroscópica que no es aprovechable por las plantas, hay diferencias estadísticamente

significativas en este día del experimento, ($F=140.354$ y una $P < 0.05$). Al aplicar el poliacrilato de potasio seco al sustrato el agua administrada por riego se incorpora tanto al sustrato llenando los canales y poros como a los gránulos del compuesto formando el hidrogel de modo que el agua se retiene en el sustrato y en el hidrogel también, mientras que en el tratamiento dos el agua es retenida principalmente por el hidrogel de modo que al ir cediendo parte de esta agua al sustrato finalmente se pierde por evaporación.

Para el décimo sexto día después del riego, el grupo control registró el potencial hídrico más bajo -98.64 MPa, en el segundo tratamiento el promedio fue igual a -49.66 MPa y para el tercer tratamiento el promedio fue -82.15 MPa. Se registraron diferencias estadísticamente significativas, ($F=40.572$ y $P<0.05$). Para este día el mejor tratamiento fue el dos (HH).

Barón *et al.* (2007) observaron que al aplicar presiones inferiores a -0.16 MPa el contenido de humedad es mayor para los suelos acondicionados con los hidrogeles, esto significa que liberan una menor cantidad de agua gravitacional ($\text{MPa} < -0.01$) y retienen una mayor cantidad de agua aprovechable para las plantas. En el presente trabajo se observó que la adición de poliacrilato de potasio hidratado y seco mantiene el sustrato a capacidad de campo hasta por nueve días, con respecto al grupo control en la que se mantuvo durante siete días solamente.

2. Evaluación del enraizamiento

Dos semanas después de ser plantados, la mayoría de los esquejes de *M. geometrizans* comenzaron a desarrollar las raíces primarias en los diferentes tratamientos (Fig. 5).

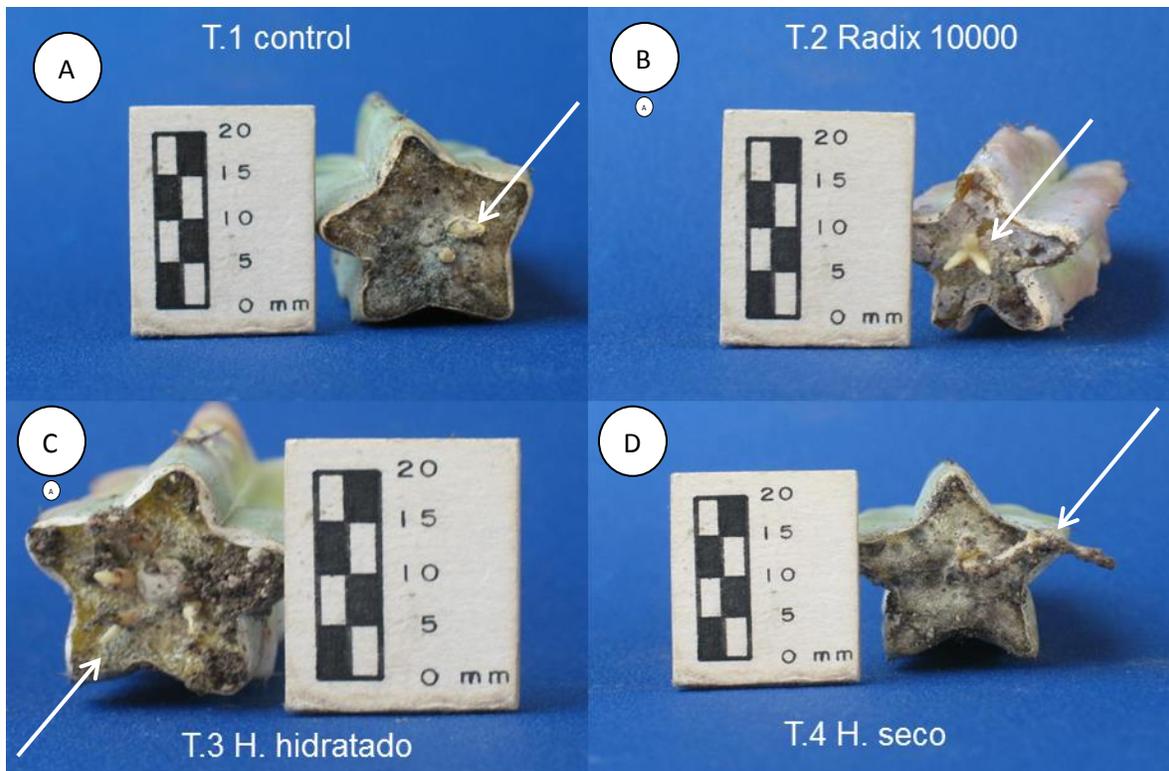
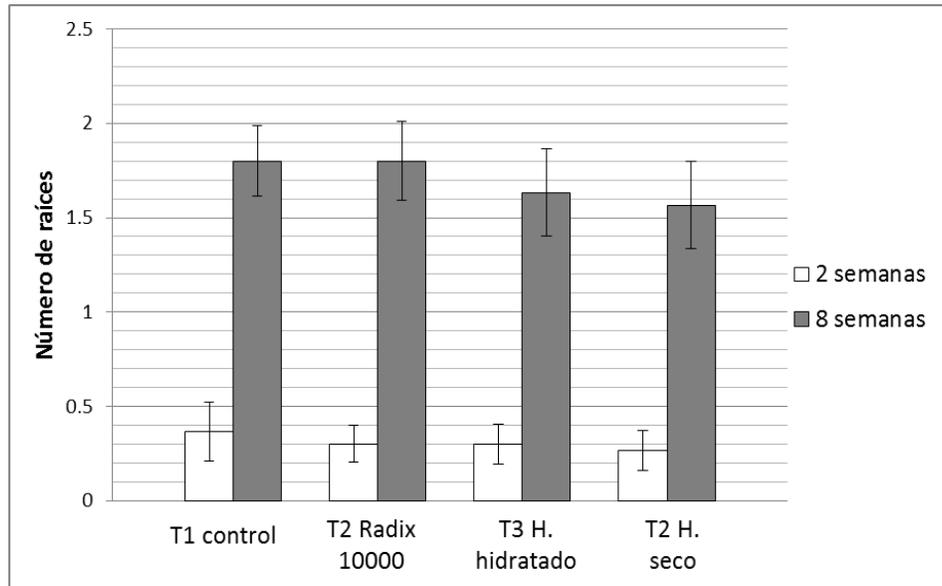


Figura 5. Formación de raíces en los esquejes de *M. geometrizans* después de 2 semanas de ser plantados. Las flechas señalan la emergencia de las raíces de la zona central de los esquejes.

Se observó la emergencia de los primordios radicales, los cuales eran de forma cilíndrica con una tonalidad café claro a crema con una coloración más oscura en la parte apical, que corresponde a la caliptra, además se desarrollaron una gran cantidad de pelos radiculares muy finos de color blanco en la parte anterior a la caliptra (Fig. 5 A, B, C). En las raíces que medían más de 5 milímetros se podían observar pequeñas yemas que originarían las raíces secundarias, en cada esqueje pudo observarse un solo primordio o varios emergiendo del mismo lugar o de diferentes zonas cercanas al cilindro vascular (Fig. 5 D) y en algunos casos también se desarrollaron en las aréolas más cercanas a la base del esqueje. Esto es similar a lo que observó Hartmann *et al.* (1990) en la etapa tres y cuatro del proceso de rizogénesis.

El número promedio de raíces formadas a las dos semanas fue menor a 0.5 raíces por esqueje (gráfica 1), y el número de raíces formadas a las ocho semanas fue de una o dos raíces. No presentaron diferencias significativas en el número de

raíces a las dos semanas ($F=0.158$, $P=0.924$), ni a las ocho semanas. ($F=1.56$, $P=0.203$).



Gráfica 1. Número promedio de raíces formadas en los esquejes de *Myrtillocactus geometrizans* en los diferentes tratamientos, a las 2 y 8 semanas de la siembra.

Conforme pasaron las semanas no se observó un incremento significativo en el número de raíces primarias, sin embargo, comenzaron a desarrollarse las raíces secundarias.

A las 6 semanas las raíces primarias se elongaron y se dieron lugar a las raíces secundarias en la mayoría de los esquejes de los diferentes tratamientos (Fig. 6).

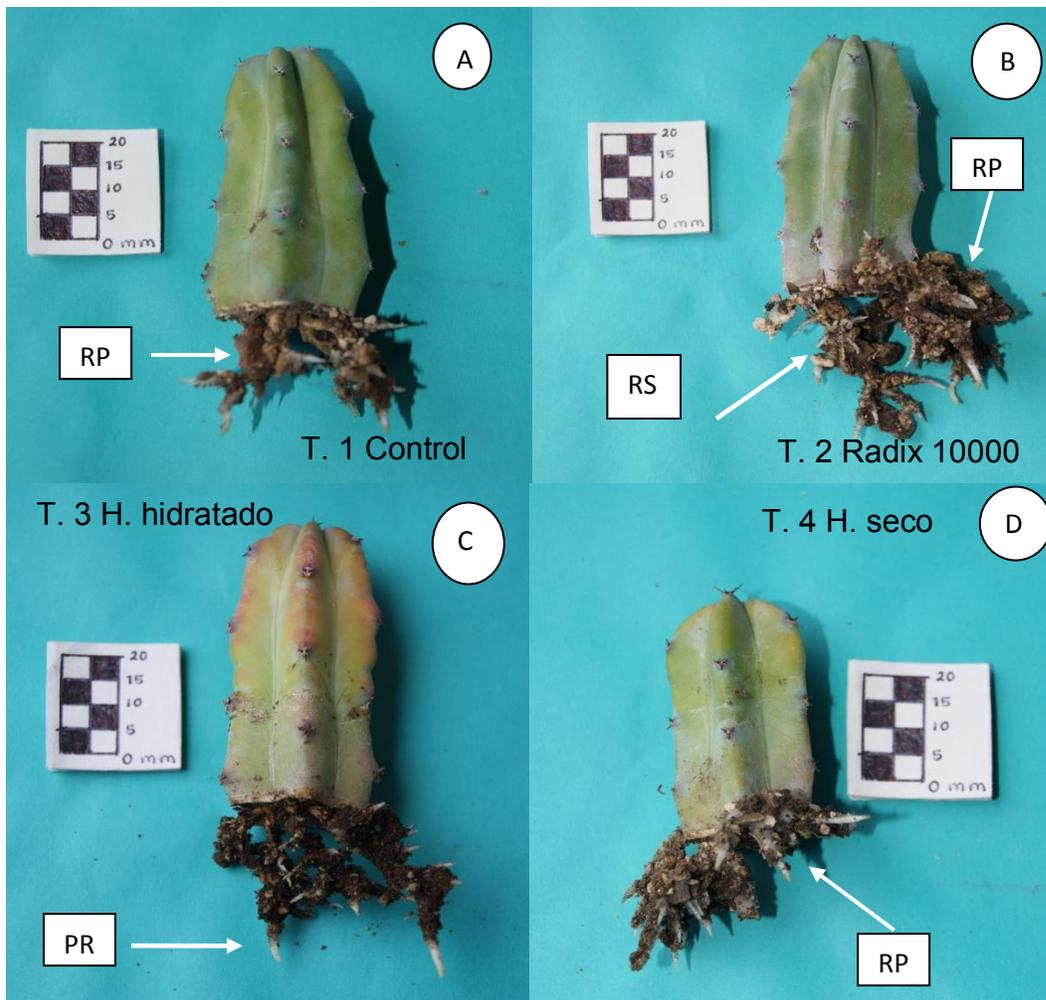


Figura 6. Esquejes de *M. geometrizans* a las 6 semanas de la siembra. (RP: raíz primaria, RS: raíces secundarias, PR: pelos radiculares).

De manera general se observó el desarrollo de raíces primarias en la zona central del tallo, a partir del centro o periferia de los haces vasculares (Fig. 6 A y C), así mismo se observó el desarrollo de raíces ocasionalmente en las costillas (Fig. 6 B y D). De estas raíces primarias se originaron numerosas raíces secundarias con pelos radiculares. Esto es similar a lo que observó Hartmann *et al.* (1990) en la etapa 4 del proceso de rizogénesis. La presencia de pelos radiculares indica que las raíces tienen la capacidad de absorber el agua que está presente en el sustrato (García *et al.*, 1998).

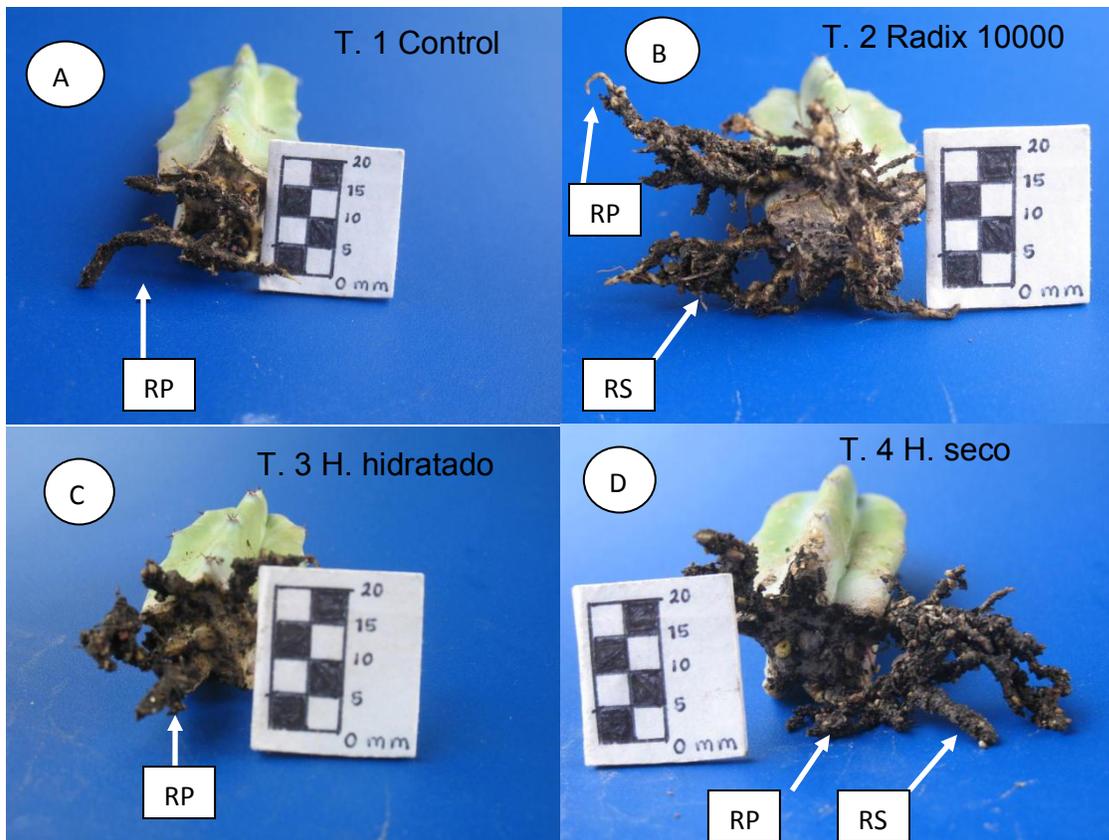


Figura 7. Desarrollo de raíces en los esquejes de *M. geometrizans*, a las 8 semanas de ser plantados se observa la raíz primaria (RP) con las raíces secundarias (RS).

Se observó que las raíces se elongaron, en algunos casos solo desarrollaron una raíz y escasamente dos (Fig. 7 A y C). La formación de numerosas raíces secundarias se observó en los esquejes adicionados con Radix, así como en los esquejes con hidrogel seco (Fig. 7 B y D). En el tratamiento control el 93.33% de los esquejes habían formado al menos una raíz, en el tratamiento 2 el 90 % formó raíces, en el tratamiento 3 solo el 76.67% y en el tratamiento 4 el 73.33% de los esquejes formaron al menos una raíz. No se encontraron diferencias estadísticamente significativas en el número de raíces formadas en los esquejes de *Myrtillocactus geometrizans* ($F= 0.808$, $P= 0.49$).

La formación de las raíces de *M. geometrizans* no fue afectada de manera significativa con la adición de un enraizador ni con la adición del hidrogel a base de poliacrilato de potasio, incluso el tratamiento control responde mejor, podría

decirse que el número de raíces formadas en los esquejes dependen de su estado fisiológico más que de los factores ambientales como el potencial hídrico del sustrato o la adición de Radix 10 000.

3. Longitud de las raíces y potencial hídrico del sustrato

En todos los tratamientos ensayados se dio de manera gradual la elongación de las raíces primarias, a las dos semanas de la siembra el rango de la longitud fue de 0.61 a 1.29 mm (Tabla 3), no se registraron diferencias entre los tratamientos ($F= 0.158$, $P=0.924$). El rango del potencial hídrico a los tres días del primer riego fue de -0.82 a -0.97 MPa (Tabla 4), el sustrato se encuentra a capacidad de campo y las raíces que se han formado pueden absorberla fácilmente, no se registraron diferencias entre los tratamientos ($F=.0.096$, $P= 0.962$). A los diez días del primer riego, el rango del potencial hídrico fue de -159.19 a -159.701 MPa lo que indica que el agua esta retenida firmemente al sustrato, no registraron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($F=0.45$, $P=0.93$).

A las seis semanas el rango de la longitud de las raíces fue de 7.49 a 12.69 mm no se registraron diferencias entre los tratamientos ($F=1.936$, $P=0.128$). El rango del potencial hídrico a los siete días del tercer riego fue de -0.70 MPa a 114.11 MPa (Tabla 4) estos valores indican que las plantas no pueden aprovechar el agua del sustrato y que el tratamiento con hidrogel seco retiene más agua, mientras que en el tratamiento con hidrogel hidratado registró un potencial hídrico menos negativo que el tratamiento control, se registraron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($F=9.50$, $P<0.05$).

Tabla 3. Longitud promedio de las raíces en mm, de los esquejes *M. geometrizans* en los diferentes tratamientos durante 38 semanas.

Tiempo (semanas)	Control $\bar{X} \pm ES$	Radix 10000 $\bar{X} \pm ES$	H. hidratado $\bar{X} \pm ES$	H. seco $\bar{X} \pm ES$
2	0.95 \pm 0.32 a	0.61 \pm 0.28 a	0.79 \pm 0.32 a	1.29 \pm 0.54 a
4	2.14 \pm 0.48 a	2.63 \pm 0.74 a	1.90 \pm 0.22 a	2.41 \pm 0.72 a
6	7.49 \pm 1.03 a	12.69 \pm 1.69 a	10.90 \pm 2.06 a	8.00 \pm 1.91 a
8	15.49 \pm 1.92 a	27.10 \pm 2.21 b	16.87 \pm 2.42 a	13.59 \pm 2.27 a
12	28.09 \pm 2.81 ab	35.80 \pm 2.89 b	24.60 \pm 2.75 a	25.06 \pm 2.85 a
16	43.34 \pm 3.39 ab	53.89 \pm 4.22 b	34.89a \pm 3.35 a	34.93 \pm 3.77 a
24	77.04 \pm 5.24 ab	93.74 \pm 5.48 b	56.86 \pm 6.22 a	63.86 \pm 7.65a
28	70.61 \pm 5.03 ab	89.67 \pm 5.61 b	56.18 \pm 6.33 a	57.11 \pm 6.87 a
34	61.22 \pm 0.00 ab	76.97 \pm 0.00 b	47.28 \pm 0.00 a	49.82 \pm 0.00 a
38	37.66 \pm 0.00 ab	47.65 \pm 0.00 b	28.29 \pm 3.12 a	33.94 \pm 4.47 ab

Las letras diferentes indican diferencias significativas $\alpha < 0.05$ entre tratamientos por semana.

Tabla 4. Potencial hídrico del sustrato durante en enraizamiento de los esquejes de *M. geometrizans*.

	T. control	T. 2 Radix	T.3 H. hidratado	T. 4 H. seco
	$\bar{X} \pm ES$	$\bar{X} \pm ES$	$\bar{X} \pm ES$	$\bar{X} \pm ES$
ΨH_2O sustrato a los 3 días del primer riego (MPa)	-0.90 ± 0.06 a	-0.82 ± 0.08 a	-0.92 ± 0.36 a	-0.97 ± 0.08 a
ΨH_2O sustrato a los días 10 del primer riego (MPa)	159.19 ± 1.67 a	-159.70 ± 1.65 a	-159.18 ± 1.82 a	-158.14 ± 1.67 a
ΨH_2O sustrato a los 7 días del tercer riego (MPa)	-96.21 ± 5.69 a	-108.31 ± 4.88 a	-70.39 ± 6.99 b	-114.11 ± 7.30 a
ΨH_2O sustrato a los 3 días del catorceavo riego (MPa)	-0.80 ± 0.09 a	-0.47 ± 0.04 b	-0.75 ± 0.08 a	-0.76 ± 0.05 a
ΨH_2O sustrato a los 10 días del catorceavo riego (MPa)	-60.42 ± 4.28 a	-46.86 ± 5.33 ab	-38.25 ± 6.42 b	-30.83 ± 6.76 b

Las letras diferentes indican diferencias significativas $\alpha < 0.05$ entre tratamientos por día.

A las 24 semanas se alcanzó la longitud máxima de la raíces en todos los tratamientos (Fig. 8) el rango fue de 56.86 a 93.74 mm (Tabla 3), se registraron diferencias entre tratamientos ($F = 6.801$, $P < 0.05$) siendo el tratamiento con Radix 10 000 ppm el de mayor longitud seguido del grupo control y finalmente los tratamientos con hidrogel seco e hidratado.

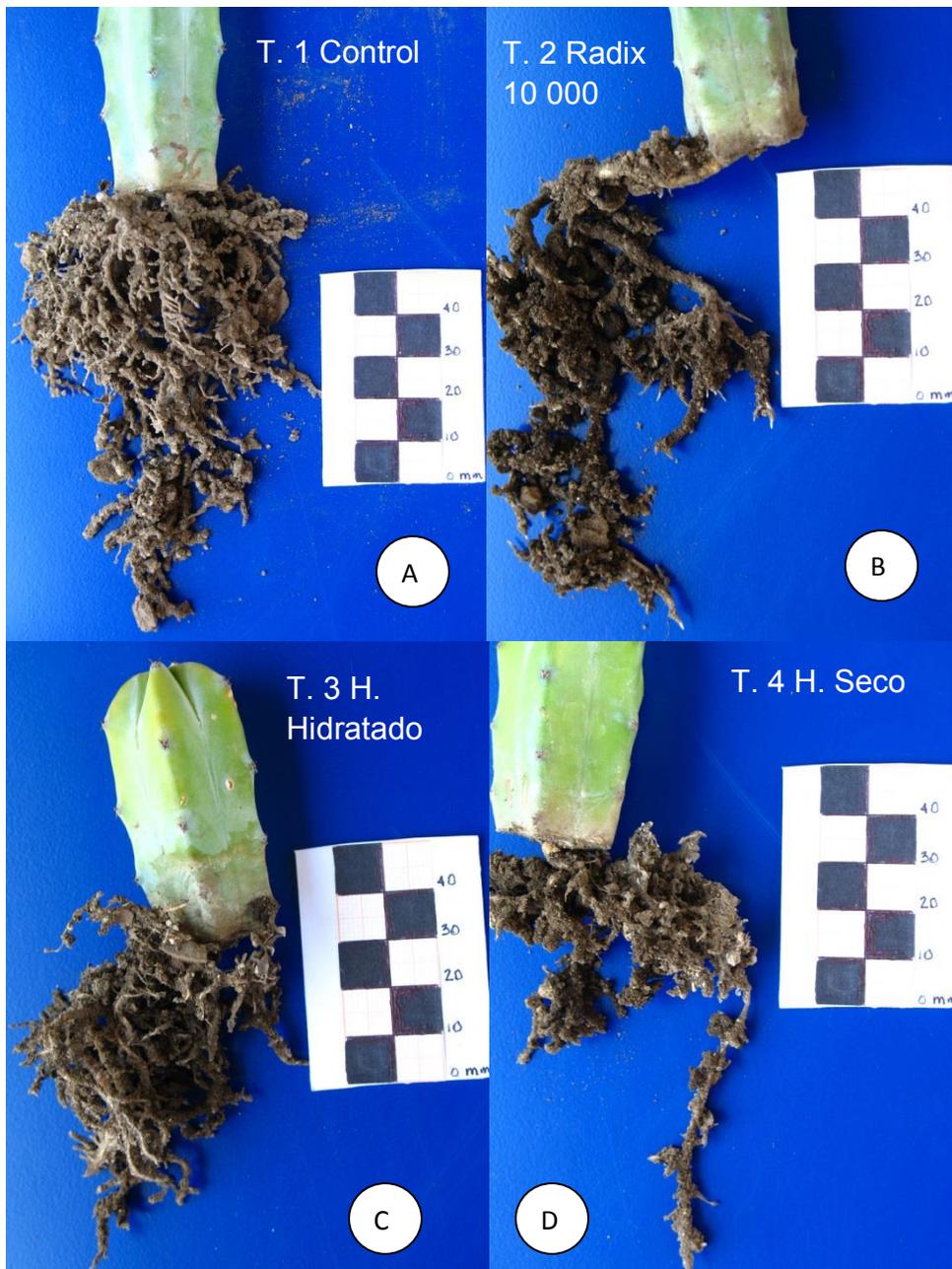


Figura 8. Esquejes de *M. geometrizans* a las 28 semanas de ser plantados, se observa una raíz principal muy ramificada 8 A. En la fig. 8 B se observa una raíz más elongada que ramificada. En la Fig. 8 C y D se observan raíces más cortas y ramificadas. La escala sirve como referencia para ver la elongación de las raíces.

A la semana 28 se registró una disminución en el crecimiento de las raíces, el rango de longitud fue de 56.18 a 89.67 mm, se registraron diferencias estadísticamente significativas ($F_{6.781}$, $P < 0.05$), siendo el tratamiento con Radix 10 000 ppm el de mayor longitud. Tres días después del catorceavo riego el rango

del potencial hídrico fue de -0.47 Mpa a -0.801 MPa (Gráfica 1), estos datos son significativos ($F= 4.25$, $P= 0.007$). Cuando el sustrato se encuentra a capacidad de campo, el tratamiento dos se comportó de manera distinta al resto de los tratamientos lo que indica que puede ceder más agua y los esquejes que fueron sembrados en este tratamiento pueden desarrollar una mayor longitud de las raíces para aprovechar el agua, mientras que los sustratos con hidrogel tienen un comportamiento muy similar al grupo control. A los diez días del catorceavo riego el rango del potencial hídrico del sustrato fue de -30.83 a -60.42 Mpa, se registraron diferencias estadísticamente significativas entre tratamientos ($F=4.82$, $P=0.0038$). Sin embargo a los 10 días desapareció este efecto, el tratamiento con hidrogel seco registró el potencial hídrico menos negativo, el rango de MPa indican que el agua no está disponible para las plantas. Aun que Jobin *et al.* (2004) observaron que los hidrogeles aumentan significativamente el agua disponible para las plantas al momento de ser trasplantadas en los sustratos adicionados con hidrogel, en el presente trabajo se observó que el tratamiento con Radix 10 000 tiene una mayor capacidad de ceder el agua.

La reducción de las raíces se dio en los cuatro tratamientos hasta la semana 38, el rango de su longitud fue de 28.29 a 47.65 mm, se registraron diferencias estadísticamente significativas entre los tratamientos ($F= 4.652$, $P< 0.05$), principalmente entre el tratamiento con Radix 10 000 y el tratamiento con hidrogel hidratado. Está disminución en la longitud de la raíces coincidió con la entrada del otoño. Soto *et al.* (2006) mencionan que los esquejes de *Ficus benjamina* L., durante la primavera registraron un mayor porcentaje de enraizamiento, número de raíces y volumen de las mismas y que durante el verano se favoreció el número de raíces por esqueje y durante el otoño estas variables se vieron disminuidas. Peña y Sánchez (2009), observaron que las plántulas de *Agave salmiana* plantadas en vermiculita con potenciales hídricos de -0.65 y -2.35 MPa disminuyeron en forma parcial su crecimiento de las raíces y éste continuó cuando se rehidrató el sustrato, de modo que el potencial hídrico del sustrato afecta de manera mínima la longitud de las raíces de las plantas xerofitas, ya que están adaptadas para tolerar el estrés hídrico mediante osmoreguladores como la

prolina que se incrementan de manera significativa en las raíces y hojas(de 1.6 a 2.1 mmol*mg⁻¹ en el peso seco) como el resultado de un ajuste osmótico lo que le permite mantener el crecimiento de las raíces aun en periodos de estrés hídrico.

La aplicación de enraizador mejoró de manera significativa la longitud de las raíces de *M. geometrizans* ya que ayuda a disminuir el confinamiento que representa la pared celular (Jiménez y Merchant, 2003), mientras que con la aplicación de hidrogel no se observó alguna diferencia con respecto al grupo control.

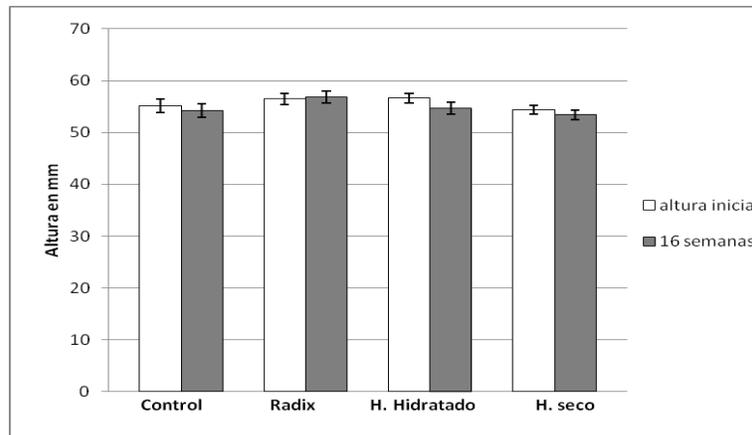
Al-Humaid y Mofthah, (2007) mencionan que los hidrogeles mejoran el proceso de enraizamiento de plántulas de *Conocarpus erectus*, incrementando su longitud de acuerdo a la concentración de hidrogel aplicada. En *M. geometrizans* cualitativamente se pudo observar un mayor desarrollo en las raíces secundarias en los tratamientos con hidrogel, al estar en contacto directo con el hidrogel las raíces no se extienden en busca del agua ya que éste les proporciona el agua necesaria para sus funciones vitales.

En condiciones naturales la raíz principal de las cactáceas constituye el sistema de fijación, y las raíces secundarias intervienen particularmente en la absorción del agua presente en el suelo, ya que la longitud que alcanzan, la profundidad a que llegan y el grado de ramificación que adquieren, están en relación con el factor de humedad y con las demás características del suelo (Bravo-Hollis, 1978). El hecho de desenterrar los esquejes afectó al sistema radicular de manera que se pudiera haber causado estrés lo que se tradujo en la reducción de la longitud a partir de la semana 28.

Cuando el potencial hídrico del sustrato es muy negativo primero se pierden los pelos radiculares y raíces laterales más finas, la raíz principal entra en un estado anabiótico, disminuyendo al máximo su actividad y secándose (Britton y Rose, 1919; Bravo-Hollis, 1978; Russell, 1989; González, 2012).

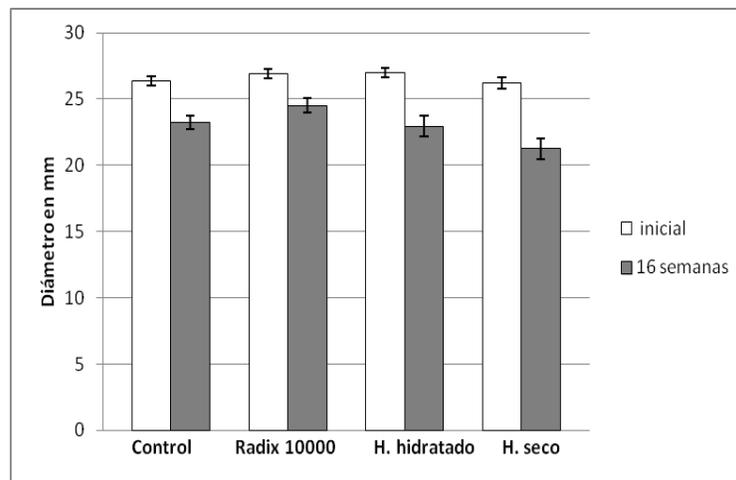
4. Diámetro y altura de los esquejes

La altura de los garrambullos permaneció constante desde la primera medición (55.70 mm) a la segunda (54.82 mm), por lo que la altura no se vio afectada por la adición de enraizador, ni por la adición de hidrogel tanto hidratado como seco a 16 semanas de ser plantados, ya que no se observaron diferencias significativas entre los tratamientos (Gráfica 2) ($F= 1.718$, $P= 0.167$).



Gráfica 2. Altura de los esquejes de *M. geometrizans*. La inicial se midió 4 semanas antes de ser plantados y la segunda medición se realizó 16 semanas después de ser plantados.

El diámetro de los garrambullos disminuyó respecto a la primera medición que fue de 26.62 mm a la segunda 23.00 mm (gráfica 3).



Gráfica 3. Evaluación del diámetro de los esquejes de *M. geometrizans*. La primera medición se realizó 4 semanas antes de la siembra y la segunda medición se realizó 16 semanas después de la siembra.

Los datos indican que durante el proceso de cicatrización y surgimiento de las raíces se perdió agua en todos los grupos; la mayoría de los esquejes ya habían desarrollado raíces pero aún eran pequeñas de 3 a 5 cm de longitud. Las raíces mantuvieron a los esquejes sujetos al sustrato pero no son capaces de tomar el agua del mismo. Se registraron diferencias entre los tratamientos ($F=4.32$, $P<0.05$). El mayor diámetro lo registró el tratamiento dos con 24.53 mm, el tratamiento uno (control) obtuvo 23.24 mm; el tratamiento tres 22.96 mm y finalmente el tratamiento 4 registro el diámetro menor con 21.26. La adición de enraizador ayudó a disminuir el estrés que significa el corte del ápice de la planta, ya que ésta tiene que invertir parte del agua retenida en el mantenimiento de sus funciones y lograr generar nuevas raíces, mientras que el hidrogel no benefició mucho porque ambos tratamientos registraron un menor diámetro que el tratamiento control.

En el presente trabajo no se observaron diferencias en la altura de los esquejes, esto pudo deberse a que las cactáceas en general crecen lentamente, pero si se observó que el diámetro registró un descenso en todos los grupos debido a que el esqueje utiliza el agua almacenada en sus tejidos, sin embargo el grupo 2 mostró un diámetro significativamente mayor. Lo que indica que el enraizador ayudó a una recuperación más rápido a los esquejes después del corte mejorando la cicatrización y surgimiento de las raíces.

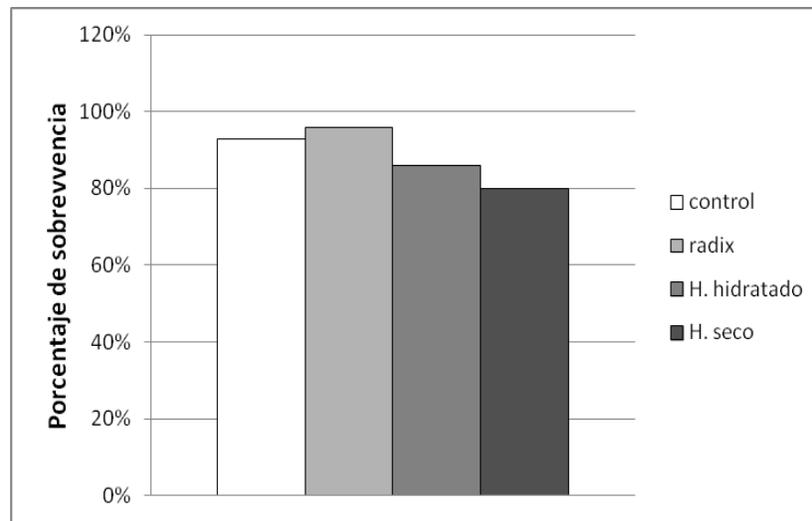
5. Supervivencia

Durante el primer mes del proceso de enraizamiento no todas la plantas pudieron sobrevivir, algunos esquejes se fueron poniendo amarillentos, con el tallo suave, hasta llegar a un aspecto de pudrición y finalmente morían, otras más simplemente se secaron ya que nunca desarrollaron raíces (Fig. 9).



Figura 9. Esquejes muertos de *M. geometrizans*

Huttermann *et al.* (1999), observaron que durante las condiciones de desecación las plántulas de *Pinus halepensis* tratadas con 0.4 % (p/p) de hidrogel sobrevivieron dos veces más que en el suelo testigo. Thomas (2008), observó que cinco meses después del trasplante de las plántulas, las que fueron tratadas con hidrogel tenían 12% y 5% de mortalidad en *Eucalyptus pilularis* y *Corymbia citriodora* subsp. en comparación con 26 y 14% de mortandad, respectivamente, en las plántulas control. En el presente trabajo se observó que después de un mes y hasta la semana 38 que duró la cuantificación de la longitud de las raíces los porcentajes de sobrevivencia se mantuvieron constantes, el mayor porcentaje lo registró el tratamiento 2 (Radix 10 000) con el 96%, seguido del grupo control con el 93%. En los tratamientos con poliacrilato de potasio se perdieron más esquejes, en el tratamiento 3 el 86% de los esquejes lograron sobrevivir, finalmente el menor porcentaje lo registró el tratamiento con hidrogel seco con el 80 % de sobrevivencia (gráfica 4).



Gráfica 4. Porcentaje de sobrevivencia de los esquejes de *Myrtillocactus geometrizans*.

Frantz *et al.*, (2005) mencionan que los hidrogeles mantienen la humedad pero pueden aumentar considerablemente el costo de los sustratos (15%), lo cual en el caso de las cactáceas sería una mala inversión ya que se observó que el mejor tratamiento para el enraizamiento, sobrevivencia y surgimiento de raíces secundarias fue el Radix 10 000, contrario a lo que mencionan otros autores (Viero *et al.*, 2000; Abdulrahman *et al.*, 2007; Apostol *et al.*, 2009) quienes trabajaron con plantas de hábitos arbóreos.

La posible explicación de por qué el hidrogel no influyó positivamente en la elongación de las raíces y disminuyó la sobrevivencia en *M. geometrizans* puede ser a que este tipo de plantas presenta varias adaptaciones contra la pérdida de agua, su metabolismo CAM, el abundante parénquima colector, la epidermis engrosada y revestida de ceras así como los estomas hundidos (Bravo-Hollis, 1978). Además de que la aplicación de hidrogeles al sustrato puede tener efectos perjudiciales sobre algunas propiedades químicas de los suelos áridos-calcáreos, principalmente en el pH, cambiando la disponibilidad de los nutrientes (Falatah *et al.*, 1996).

VI. Conclusiones

Con base a las variables cuantificadas se concluye que el poliacrilato de potasio no afecta de manera positiva el proceso de enraizamiento de los esquejes de *M. geometrizans*, ya que en el número de raíces formadas y en la longitud de éstas no se observó una diferencia estadísticamente significativa con respecto al grupo control, se observó que si retiene el agua por más tiempo, sin embargo el rango del potencial hídrico no es óptimo para la absorción del agua por las raíces. En cuanto a la sobrevivencia tampoco se observó que mejorara esta variable. Se recomienda utilizar enraizador para mejorar el enraizamiento de la especie y de otras cactáceas columnares ya que las variables cuantificadas mostraron que mejora el proceso, se pueden utilizar concentraciones más pequeñas como el Radix 1500. Aunque el compuesto probado representa una alternativa para la utilización del agua de lluvia, la especie no reaccionó de manera positiva a los tratamientos, se recomienda probar la efectividad del compuesto en condiciones de campo para conocer si puede utilizarse en la reintroducción de la especie para reforestación. También se recomienda probar concentraciones más bajas de hidrogel y un tratamiento con hidrogel y enraizador.

VII. Literatura citada

- Abd El-Rehim, H.A., A. El-Sayed y Abd El- Mohdy HL. 2004. Radiation synthesis of hydrogels to enhance sandy soils water retention and increase plant performance. *Journal of Applied Polymer Science* 93:1360-1371.
- Agaba, H., L. J. B. Orikinaza, J. Obua, J. D. Kabasa, M. Woebes y A. Hüttermann. 2011. *Agricultural Sciences* 2 (4): 544-550.
- Al-Humaid, A. I. y A. E. Moftah. 2007. Effects of Hydrophilic Polymer on the Survival of Buttonwood Seedlings Grown Under Drought Stress. *Journal of Plant Nutrition* 30: 53–66.
- Anderson, E. F. 2001. *The Cactus Family*. Timber press, inc. Portlan, Oregon. 776 pp.
- Anónimo. 1990. Appendices I, II and III to the Convention on International Trade in Endangered Species of Wild Fauna and Flora. U.S. Fish and Wildlife Service, U.S. Department of the Interior. Washington, D.C. 25 pp.
- Apostol, K.G., D.F. Jacobs y R.K. Dumroese .2009. Root desiccation and drought stress responses of bareroot *Quercus rubra* seedlings treated with a hydrophilic polymer root dip. *Plant & Soil* 315(1-2):229-240.
- Arbona, V., D. J. Iglesias, J. Jacas, E. Primo-Millo, M. Talon y A. Gómez-Cadenas 2005. Hydrogel substrate amendment alleviates drought effects on young citrus plants. *Plant & Soil* 270:73-82.
- Arriaga F. A., de la Cruz G. G.H. y Ortiz M. G. 1999. *Relaciones Hídricas en Las Plantas: Teoría y Ejercicios*. Plaza y Valdés, S.A. de C.V. México D.F. p 53.
- Barón, C. A., I. X. Barrera R., L. F. Boada E. y G. Rodríguez-Niño. 2007. Evaluación de hidrogeles para aplicaciones forestales. *Revista Ingeniería de Investigación* 27(3):35-44.
- Betanzos G. T. 2008. Caracterización del sistema de aprovechamiento del garambullo *Myrtillocactus geometrizans* (C. Martius) Console (Cactaceae) en

- Colonia San Martín, Zapotitlán Salinas, Puebla. Tesis de licenciatura en Biología, FES Iztacala UNAM, 67 pp.
- Bhardwaj, A. K., I. Shainberg, D. Goldstein, D. N. Warrington y G. J. Levy. 2007. Water Retention and Hydraulic Conductivity of Cross-Linked Polyacrylamides in Sandy Soils. *Soil & Water Management & Conservation* 71(2):406-412.
- Bravo-Hollis H. 1978. Las Cactáceas de México. Universidad Nacional Autónoma de México UNAM 2da ed. Vol. 1, México.744 pp.
- Bravo-Hollis H. y L. Scheinvar.1995. El interesante mundo de las cactáceas. Fondo de Cultura Económica. México, D.F. 233 pp.
- Britton, N. L. y J. N. Rose. 1919. The Cactaceae. Vol 1. Carnegie Institute, Publication 248, Washington, D. C.
- Buchholz F.L. y A. T. Graham 1998. Modern Superabsorbent Polymer Technology, Wiley-VCH, New York. Ch 1-7.
- Casas A. 2002. Uso y manejo de cactáceas columnares mesoamericanas. CONABIO. *Biodiversitas* 40:18-23.
- Casas, A., J. Caballero y A. Valiente-Banuet. 1999. Use, management and domestication of columnar cacti in south-central Mexico: A historical perspective. *Journal of Ethnobiology* 19: 71-95.
- Céspedes C.L., J. R. Salazar, M. Martínez y E. Aranda. 2005. Insect growth regulatory effects of some extracts and sterols from *Myrtillocactus geometrizans* (Cactaceae) against *Spodoptera frugiperda* and *Tenebrio molitor*. *Phytochemistry* 66(20):2481-2491.
- Clayton, P. W., J. F. Hubstenberger, G.C. Phillips y S. A. Butler-Nance. 1990. Micropropagation of members of the cactaceae subtribe cactinae. *J. American Society Horticulture Science*. 115: 337-343.
- Colunga G.M. P., E. Hernández. y A.Castillo. 1986. Variación morfológica, manejo agrícola tradicional y grado de domesticación de *Opuntia* spp. en el Bajío Guanajuatense. *Agrociencia* 65:7-49.

- Dayal, U, S.K. Mehta, M.S. Choudhari y R. Jain. 1999. Synthesis of Acrylic Superabsorbents. *Journal Macromol Sci-Rev Macromol Chem Phys* 39: 507-525.
- Decagon Devices, Inc. 1998-2007. WP4 Dewpoint PotentialMeter, Operator's Manual, Version 5 for models WP4 and WP4-T. 78 pp.
- Del Paso y Troncoso, F. 1886. Estudios sobre la historia de la medicina en México. *Anales del Museo Nacional de México* III: 137-235.
- Escobar, H. A., V. M. Villalobos y A. Villegas. 1986. Opuntia micropropagation by axillary proliferation. *Plant Cell, Tissue and Organ Culture* 7: 269-277.
- Falatah A.M., Choudhary M.I., Al-Omran A.M. 1996 . *Arid Soil Research and Rehabilitation*, 10 (3): 277-285.
- Frantz, J.M., J.C. Locke, D.S. Pitchay y C.R. Krause. 2005. Actual performance versus theoretical advantages of polyacrylamide hydrogel throughout bedding plant production. *HortScience*. 40 (7):2040-2046.
- French, E. R. y T. T. Hebert. 1980. Métodos de investigación fitopatológica. Instituto Interamericano de Ciencias Agrícolas, Biblioteca del IICA-CIDIA, San José, 277 pp.
- Fuller, D. y S. Fitzgerald. 1987. Conservation and commerce of cacti and other succulents. World Wildlife Fund. Washington, D.C. 264 pp.
- FUNPROVER. 2009. *Agroentorno*. Pag en red <http://www.funprover.org/agroentorno/Noviembre/lluvia.pdf>.
- García, B.F., C. Reynoso y E. González de Mejía. 1998. Stability of betalainas from garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*). *Food Science and Technology International*. 4(2):115-120.
- Gurovich, L.A. 1985. Fundamentos y diseño de sistemas de riego. Instituto Interamericano de Cooperación para la agricultura. San José, 433 p.

- Guzmán, U., S. Arias y P. Dávila. 2003. Catálogo de cactáceas mexicanas. UNAM. Comisión Nacional para el Conocimiento y uso de la Biodiversidad (CONABIO) México pp. 169.
- Hartmann, H.T., D.E. Kester y F.T. Davies 1990. Plant propagation: Principles and practices. 5th ed. Prentice-Hall, England Cliffs, New Jersey. 770 pp.
- Hernández, H.M. y H. Godínez. 1994. Contribución al conocimiento de las cactáceas amenazadas. *Acta Botánica Mexicana*. 26:36-52.
- Herrera, H. M. G. 2008. Effect of maturity stage and storage on the functional quality of garambullo (*Myrtillocactus geometrizans*). Querétaro, Qro., México: Tesis de maestría en ciencias, Universidad Autónoma de Querétaro p. 83.
- Hidalgo L. 1993. Tratado de Vitivinicultura. Ediciones Mundi-prensa. España. pp. 366-385.
- Huttermann, A., M. Zomporodi y K. Reise. 1999. Addition of hydrogels to soil for prolonging the survival of *Pinus halepensis* seedlings subjected to drought. *Soil and Tillage Research* 50 (3-4):295-304.
- Intercontinental Import Export, S.A. DE C.V. 2012. Ficha Técnica Radix 10 000. pág. en red. http://www.interie.net/f_tecnicas/radix10000.pdf
- Jarvis, C. E. 1979. Trade in cacti and other succulent plants in the United Kingdom. *Cact. Succ. J. Gr Brit.* 41: 113-118.
- Jiménez, L. F y H. Merchant. 2003. Biología celular y molecular. Pearson Educación, México. 912 pp.
- Jobin, P., J. Caron, P.Y. Bernier y B. Dansereau. 2004. Impact of two hydrophilic acrylic-based polymers on the physical properties of three substrates and the growth of *Petunia xhybrida* 'Brilliant Pink'. *Journal of the American Society for Horticultural Science* 129 (3): 449-457.
- Kant, C., A. Aydin y M Turan. 2008. Ameliorative effect of hydro gel substrate on growth, inorganic ions, proline, and nitrate contents of bean under salinity stress. *Journal of Plant Nutrition*, 31(8):1420-1439.

- Kazanskii, K. y Dubrovskii, S. 1991. Chemistry and physics of agricultural hidrogels. *Advance Science Polymers. Springer Berlin. Heidelberg.* pp 99 -104.
- Larcher W. 2001. Physiological plant ecology. 4 ed. Springer- Verlag Berlin Heidelberg New York. 514 pp.
- Leitón S. J. S. 1985. Riego y drenaje. Universidad estatal a distancia. 1°ed. San José, Costa Rica 181 pp.
- López, F. Y. 2000. Relaciones hídricas en el continuo agua-suelo-planta-atmósfera. DIPAL. Cali , Colombia 88 pp.
- Luján, J. C. 2001. Un hidrogel de hidróxido de aluminio para eliminar el arsénico del agua. *Revista Panamericana de Salud Pública* 9(5): 302-305.
- Mangold, J.M. y R.L. Sheley. 2007. Effects of soil texture, watering frequency, and a hydrogel on the emergence and survival of coated and uncoated crested wheatgrass seeds. *Ecological Restoration* 25 (1): 6-11.
- Mauseth, J. D. 1977. Cactus tissue culture: a potential method of propagation. *Cactus y Succulent Journal* U. S. 49: 80-81.
- Mauseth, J. D. 1979. A new method for the propagation of Cacti: sterile culture of axillary buds. *Cactus y succulent Journal* U. S. 51: 186- 187.
- Moya, T. J. A. 2009. Riego localizado y fertirrigación. 4 ed. Mundi-Prensa, Madrid. 534 pp.
- Olszewski, M.W., M.H. Holmes y C.A. Young. 2010. Assessment of physical properties and stonecrop growth in green roof substrates amended with compost and hydrogel. *HortTechnology* 20(2): 438-444.
- Okay, O. 2000. Macroporous Copolymer Networks. *Progress in Polymer Science* 25: 711-779.
- Peña V. C. B. y A. B. Sánchez U. 2009. Effects of substrate wáter potential in root growth of *Agave salmiana* Otto ex Salm-Dyck. *Biological Research* 42: 239-248.
- Peppas, N.A y S. A. Hoffman. 2013. Hydrogels. En. Ratner, B. D.; A. Hoffman; F. J. Schoen y J. E. Lemons (Eds.) *Biomaterials Science, An introduction to materials in medicine*. Elsevier, Canada, 166-179 pp.
- Pó, R. 1994. Water-absorbent polymers: A patent survey. *Polymer Reviews* 34(4): 607 – 662.

- Raven P. H., R. F. Evert y S. E. Eichhoron. 1992. Biología de plantas. Reverté. Barcelona. 402 pp.
- Redenbaugh, K., J. Nichol, M.E. Kossler y B. Paasch. 1984. Encapsulation of somatic embryos for artificial seed production. *In Vitro Cell Development Biology* 20: 256-257.
- Reyes, J. y T. Terrazas. 1991. Cactáceas raras, amenazadas y en peligro de extinción de las colecciones del Jardín Botánico, IB-UNAM. *Amaranto* 4:7-10.
- Reynoso, R., F. A. García, D. Morales y E. Gonzales de Mejía. 1997. Stability of Betalain pigments from a cactácea fruit. *Journal of Agricultura and Food Chemistry* 45: 2884-2889.
- Russell, E. W. 1989. Condiciones del suelo y el desarrollo de las plantas según Russell. Ediciones Mundi-prensa, Madrid. 1045 pp.
- Rojas, G. S., J. García, M. Alarcón. 2004. Propagación asexual de plantas. Conceptos Básicos y Experiencias con Especies Amazónicas. Corporación Colombiana de Investigación Agropecuaria, CORPOICA. Bogotá, 55 pp.
- Rojas de Gascue, B., M. Ramírez, R. Aguilera, J.L. Prin y C. Torres. 2006. Los hidrogeles poliméricos como potenciales reservorios de agua y su aplicación en la germinación de las semillas de tomate en diferentes tipos de suelos. *Revista Iberoamericana de Polímeros* 7(3):199-210.
- Rzedowski J. 1983. Vegetación de México. Limusa, México, 432 pp.
- Sánchez-Mejorada, H. 1982. México's problems and programmes monitoring trade in common and endangered Cacti. *Cact. Succ. J. Gr. Brit.* 44: 36-38.
- SEMARNAT. 2010. Norma Oficial Mexicana NOM-059-2010. Protección Ambiental-Especies nativas de México de Flora y Fauna Silvestres-Categorías de riesgo y especificaciones para su inclusión, exclusión o cambio –Lista de Especies en riesgo. Diario Oficial de la Federación 6 de marzo: 1-85.
- Silos de Agua. 2010. Pág en red. <http://www.silosdeagua.net/>
- Smith, R. H., P. J. Burdick, J. Anthony y A. A. Reilley. 1991. *In vitro* propagation of *Coryphantha macromeris*. *Hort Science*. 26: 315.

- Soto, L. E., J. Jasso, J.J. Vargas, H. Gonzalez y V.M Cetina. 2006. Efecto de diferentes dosis de AIB sobre el enraizamiento de *Ficus benjamina* L. en Diferentes épocas del año. *Ra Ximhai*. 2(3):795-814.
- Taiz, L. y E. Zeiger. 2006. Fisiología vegetal I. Universitat Jaume I. Publications. Ed III Titól. IV serie. Los Ángeles. 581 pp.
- Terol, C. J. 1993. Mejoras introducidas en el objeto de la patente principal N 8901936/9 por: Un procedimiento para la preparación de un gel de poliacrilato sódico. Oficina Española de Patentes y Marcas. Pág. en red: http://www.espatentes.com/pdf/2036154_a6.pdf
- Thomas D. S. 2008. Hydrogel applied to the root plug of subtropical eucalypt seedlings halves transplant death following planting. *Forest Ecology and Management*. 255 (3-4): 1305-1314.
- Thompson, L. M. y F. R. Troeh. 2002. Los suelos y su fertilidad. Editorial Reverté S.A. 4° ed. Barcelona. P. 109-129.
- Thompson L. M. y F. R. Troeh. 2002. Los suelos y su fertilidad. Editorial Reverté S.A. 4° ed. Barcelona. 657 pp.
- Valverde, C. J.C. 2007. Riego y Drenaje. Editorial Universidad educación estatal a distancia. San José. 244 pp.
- Venosa, P. N. E. 2007. Estudios Agrarios 13 (35) pág. en red: http://www.pa.gob.mx/publica/rev_35/Reportaje.pdf.
- Viero, P.W.M., K.M. Little y D.G. Ocroft. 2000. The effect of a soil-amended hydrogel on the establishment of a *Eucalyptus grandis* x *E. camaldulensis* clone grown on the sandy soils of Zululand. *Southern African Forestry Journal*, 193:21-28.
- Vyskot, B. y Z. Jára. 1984. Clonal propagation of cacti through axillary buds *in vitro*. *Journal of Horticultural Science*. 59: 449-452.
- Wakhlu, A.K. y B.S. Bhau. 2000. Callus formation and plant regeneration from tubercles of *Coryphantha elephantidens* (Lem.) Lem. *In Vitro Cell Development Biol.-Plant*. 36:211-214.

- Wallace, R. S. y A. C. Gibson. 2002. Evolution and systematics. In Nobel, P. S., editor. Editor. Cacti. Biology and uses. Berkeley University of California Press. 1-21 pp.
- Yong, S., L.Jing, J. Shaoa, D. Shurong, W. Ruigang, L. Niya, J. Suna, H. Zhanga, Z. Huijuan, Y. Zhanga, X. Zhengb, D. Zhou, A. Hüttermann y C. Shaoliang. 2010. Effects of Stockosorb and Luquasorb polymers on salt and drought tolerance of *Populus popularis*. *Scientia Horticulturae* 124:268–273.
- Zohuriaan -Mehr M.J. 2006. Super-Absorbents (in Persian), Iran Polymer Society, Tehran, 2-4 pp.
- Zohuriaan-Mehr, M. J. y K. Kabiri. 2008. Superabsorbent polymer materials: a review. *Iranian Polymer Journal* 17(6):451-477.

Anexo 1. Clave taxonómica de *Myrtillocactus geometrizans* (Martius)

Console

Subfamilia Cactoideae, tribu Pachycereeae.

Nombres comunes: “Garambullo”, “padre nuestro”, “Cactus arándano”, “llama azul”, principalmente.

Sinonimias: *Cereus geometrizans* Martius 1837. *Cereus pugioniferus* Lemainare 1938, *Myrtillocactus pugionifer* (Lemaire) A. Berger, 1929. *Myrtillocactus grandiareolatus* Bravo 1938.

Myrtillocactus geometrizans fue descrito en 1897 por Michelangelo Console, este nombre deriva del griego *Myrtillo* que significa pequeño, refiriéndose a sus frutos, que se asemejan a las de cierto mirto, *Myrtus communis*.

Es una cactácea columnar muy ramificada, de hasta 6 metros de altura. Tronco bien definido, corto, forma una copa bastante amplia como de 5 m. Ramas numerosas que a su vez se ramifican, algo encorvadas, de 6 a 10 cm de diámetro de color verde azulado. Costillas 5 o 6, redondeadas, de 2 a 3 cm de alto. Aréolas distantes entre sí de 1.5 a 3 cm lanosas, prolíferas a veces creciendo en forma ramificada. Espinas radiales y centrales muy diferentes. Espinas radiales generalmente 5, a veces 8 o 9, de 2 a 10 mm de largo y de 6 mm de ancho, cortos, rojizos cuando son jóvenes, algo aplanadas e hinchadas en la base. Aréolas distantes entres si 1.5 a 3 cm, lanosas, prolíferas, a veces creciendo en forma ramificada. Espina central, muy grande, en forma de daga, aplanada lateralmente, de 1 a 7 cm de largo y de 6 mm de ancho, negra. Flores en la parte superior de las aréolas, pequeñas, de 2.5 a 3.5 cm de ancho, color blanco verdoso; varias en la misma aréola, segmentos del perianto oblongos, de 1.5 cm de longitud, se extienden ampliamente; estambres numerosos, exsertos cuando la flor está bien abierta; lóbulos del estigma de 3 a 5. Florece en los meses de febrero a abril. Fruto pequeño de 1 a 2 cm de diámetro, globoso hasta elipsoide,

sin espinas, comestible, de color verde inicialmente que cambia a rojo púrpura en la madurez (Bravo-Hollis ,1978 y Anderson, 2001).