



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO**

**FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
ZARAGOZA**

**EFFECTO DE GRADIENTES SALINOS EN LA EMERGENCIA Y
DESARROLLO DE PLÁNTULAS DE *Tecoma stans* (L.) H. B. K.**

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TITULO DE

B I O L O G A

P R E S E N T A

CRISTINA MONTIEL GONZÁLEZ

**UIAM
FES
ZARAGOZA**



DIRECTOR: M. en C. RAMIRO RÍOS GÓMEZ

MÉXICO, D. F.

JUNIO DE 2007



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



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.

AGRADECIMIENTOS

- A mis padres Leticia y Ezequiel por enseñarme a trabajar y ser mi ejemplo de lucha y tenacidad constante.
- A mis hermanos Enrique, Irene y Carlos, por que gracias a su apoyo, cariño y aliento cierro hoy este ciclo
- Al laboratorio de restauración de suelos y a mi asesor el M. en C. Ramiro Ríos Gómez, por las enseñanzas, el apoyo y la amistad brindada.
- Al centro de acopio y a la Biol. Ma. De los Ángeles Galván Villanueva, por enseñarme dentro y fuera del aula y por ser una gran amiga.
- Al laboratorio de reproducción animal y a la M en ISBH. Angélica Ramírez por contribuir a mi formación y ser una mujer ejemplar
- Al invernadero de la FES-Zaragoza, por brindarme las facilidades para el desarrollo de este trabajo.
- Al laboratorio de contaminación ambiental y al M. en C. German Calva Vasquez, por las facilidades brindadas para realizar este trabajo
- Al Dr. Eloy Solano Camacho por que ha sido una pieza clave en mi formación y por sus valiosos comentarios para mejorar este trabajo
- Al Dr. Armando Cervantes por sus valiosas aportaciones a este trabajo y por sus valiosos consejos
- Al Dr. Gerardo Cruz por sus valiosas observaciones y sugerencias para mejorar este trabajo y mi formación.
- A mis amigos que me acompañaron toda la carrera Anibal, Nadia y Jacqueline, por que me han enseñado lo que es un verdadero equipo y por cada momento juntos mil gracias.
- A ti, por que el problema será siempre, brindar amor

CONTENIDO

	Página
CONTENIDO	i
CUADROS	iii
FIGURAS	v
I. RESUMEN	1
II. REVISIÓN DE LITERATURA	2
2.1 Problemática	2
2.1.1 Suelos salinos en el mundo	2
2.1.2 Suelos salinos en México	2
2.2 Origen de la salinidad	4
2.2.1 Principales sales que afectan a los suelos	4
2.2.2 Formación de las sales en suelos	4
2.3 Tipos de salinidad en la naturaleza	6
2.3.1 Clasificación de los suelos de acuerdo al contenido de sales	6
2.4 Efecto de la salinidad en las plantas	8
2.4.1 En la Germinación	9
2.4.2 En el desarrollo vegetativo del vástago	11
2.4.3 En la raíz	12
2.4.4 En el rendimiento de la planta	13
2.4.5 En la toma y asimilación de nutrimentos	14
2.5 Mecanismos de la tolerancia a la salinidad	15
2.6 Fitorremediación	16
2.7 Características botánicas y ecológicas de <i>Tecoma stans</i> (L.) H.B.K.	17
III. OBJETIVO	21
IV. HIPÓTESIS	21
V. MATERIAL Y MÉTODOS	22
5.1 Descripción del sitio de estudio	22
5.2 Determinación del número de semillas empleadas	22
5.3 Características de la unidad experimental	22
5.4 Tratamientos salinos	24
5.5 Preparación de las soluciones salinas	25
5.5.1 Sales puras	25
5.5.2 Mezclas salinas	26

5.6	Diseño experimental	28
5.7	Registro de variables de respuesta	29
5.8	Evaluación del proceso germinativo	29
5.9	Análisis estadístico	31
VI.	RESULTADOS Y DISCUSIÓN	32
6.1	Conductividad eléctrica (CE) de las soluciones empleadas	32
6.2	pH de las soluciones empleadas	35
6.3	Evaluación del proceso germinativo	37
6.3.1	Capacidad germinativa (CG)	37
6.3.2	Tiempo medio de germinación (TMG)	42
6.3.3	Índice de Maguire (MG)	45
6.4	Desarrollo de la plántula	47
6.4.1	Altura de la plántula	47
6.4.2	Cobertura foliar (CF) de la plántula	50
6.4.3	Relación de raíz/vástago con biomasa fresca y seca	53
6.5	Daños físicos causados por sales durante la emergencia y desarrollo de plántulas	61
6.5.1	En la raíz	61
6.5.2	En el vástago	62
VII.	CONCLUSIONES	64
VIII.	REFERENCIAS	66
	ANEXO	73

CUADROS

Cuadro		Página
1.	Clasificación de suelos de acuerdo al contenido de sales y a sus propiedades químicas	6
2.	Mezclas salinas y relación aniónica utilizada	24
3.	Gradiente de salinidad y concentraciones utilizadas a 25°C	25
4.	Cantidad de sal pura (g L ⁻¹) necesaria para generar las conductividades eléctricas (CE) de los nueve tratamientos	26
5.	Cantidad de sal pura (g L ⁻¹) necesaria para generar las conductividades eléctricas (CE) de las mezclas salinas de los nueve tratamientos	27
6.	CE (dS m ⁻¹) de las soluciones salinas a las que fueron expuestas semillas y plántulas de <i>Tecoma stans</i>	32
7.	Ecuación y correlación de CE y concentración de sales puras aplicadas a semillas y plántulas de <i>Tecoma stans</i>	33
8.	Ecuación y correlación de CE y concentración de las mezclas salinas aplicadas a semillas y plántulas de <i>Tecoma stans</i>	34
9.	pH de las soluciones salinas a las que fueron expuestas semillas y plántulas de <i>Tecoma stans</i>	36
10.	Capacidad germinativa de <i>Tecoma stans</i> con soluciones de sales puras a diferentes concentraciones	37
11.	Capacidad germinativa de <i>Tecoma stans</i> con soluciones de mezclas salinas a diferentes concentraciones	37
12.	Tiempo medio de germinación (días) de semillas de <i>Tecoma stans</i> en soluciones de sales puras a diferentes concentraciones	42
13.	Tiempo medio de germinación (días) de semillas de <i>Tecoma stans</i> en soluciones de mezclas salinas a diferentes concentraciones	43
14.	Índice de Maguire de plántulas de <i>Tecoma stans</i> en soluciones de sales puras a diferentes concentraciones	45
15.	Índice de Maguire de plántulas de <i>Tecoma stans</i> en soluciones de mezclas salinas a diferentes concentraciones	46
16.	Altura de las plántulas (cm) de <i>Tecoma stans</i> con soluciones de sales puras a diferentes concentraciones	47
17.	Altura de la plántula (cm) de <i>Tecoma stans</i> en soluciones de mezclas salinas a diferentes concentraciones	47

18.	Cobertura foliar (cm ²) de la plántula de <i>Tecoma stans</i> con soluciones de sales puras a diferentes concentraciones	50
19.	Cobertura foliar (cm ²) de la plántula de <i>Tecoma stans</i> con soluciones de mezclas salinas a diferentes concentraciones	51
20.	Relación raíz/vástago con biomasa fresca ante sales puras a diferentes concentraciones	54
21.	Relación raíz/vástago con biomasa seca ante sales puras a diferentes concentraciones	54
22.	Relación raíz/vástago con biomasa fresca ante mezclas salinas a diferentes concentraciones	56
23.	Relación raíz/vástago con biomasa seca ante mezclas salinas a diferentes concentraciones	56

FIGURAS

Figura		Página
1.	<i>Tecoma stans</i> (L.) H.B.K. A. rama con flores; B. flor; C. corte transversal del ovario; D. fruto; E. semilla	20
2.	Representación esquemática de la unidad experimental	23
3.	Relación de la CE (dS m ⁻¹) y concentración de sales puras (g L ⁻¹) a las que fueron expuestas las semillas y plántulas de <i>Tecoma stans</i>	33
4.	Relación de la CE (dS m ⁻¹) y concentración de mezclas salinas (g L ⁻¹) a las que fueron expuestas semillas y plántulas de <i>Tecoma stans</i>	34
5.	Efecto de las sales puras en el porcentaje de germinación de semillas de <i>Tecoma stans</i>	40
6.	Efecto de las mezclas salinas en el porcentaje de germinación de semillas de <i>Tecoma stans</i>	41
7.	Interacción entre TMG y sales puras a diferentes concentraciones, en semillas de <i>Tecoma stans</i>	44
8.	Interacción entre TMG y mezclas salinas a diferentes concentraciones, en semillas de <i>Tecoma stans</i>	44
9.	Alturas en las plántulas de <i>Tecoma stans</i> , expuestas a sales puras y diferentes concentraciones	48
10.	Alturas en las plántulas de <i>Tecoma stans</i> , expuestas a mezclas salinas y diferentes concentraciones	49
11.	Coberturas de las plántulas de <i>Tecoma stans</i> , expuestas a sales puras y diferentes concentraciones	52
12.	Coberturas de las plántulas de <i>Tecoma stans</i> , expuestas a mezclas salinas y diferentes concentraciones	52
13.	Biomásas frescas y secas de las plántulas de <i>Tecoma stans</i> expuestas a sales puras a diferentes concentraciones	58
14.	Biomásas frescas y secas de las plántulas de <i>Tecoma stans</i> expuestas a mezclas salinas a diferentes concentraciones	60
15.	Figura 15. Daños físicos causados a plántulas de <i>Tecoma stans</i> ante diferentes sales y concentraciones: a., b. y c. longitud de raíces ante salinidad con predominancia de SO ₄ ²⁻ , d. necrosis en raíz secundaria, e. necrosis en de raíz primaria y f. disminución de raíz primaria en sal de	

NaHCO₃

61

16. Figura 16. Daños físicos causados a plántulas de *Tecoma stans* ante diferentes sales y concentraciones a. clorosis extrema, b. clorosis incipiente, c., d. e. y f) deformación de cotiledones, g. necrosis y enrollamiento del borde de los cotiledones, h. permanencia de la testa, i. reabsorción de una hoja cotiledonar.

62

I. RESUMEN

Se estudió el efecto sobre la germinación y estadio de plántula de *Tecoma stans* (L.) H.B.K., de seis sales puras y cinco mezclas salinas a lo largo de un gradiente de concentraciones que oscilo desde 0.0 hasta 8.0 dS m⁻¹. El estudio se realizó bajo condiciones de invernadero en una unidad experimental que consistió en una maceta con capacidad de 1 kg y se usó como sustrato agrolita, las sales empleadas son grado reactivo J. T. Baker, fueron disueltas en agua destilada. Las variables de respuesta evaluadas fueron: capacidad germinativa (CG), tiempo médio de germinación (TMG), índice de Maguire (MG), altura de la plántula, cobertura foliar y la relación raíz /vástago empleando las variables biomasa fresca y seca. El objetivo de este estudio fue definir el intervalo de tolerancia a la salinidad durante la germinación y estadio de plántula de esta especie.

Se encontró que las semillas de *Tecoma stans* germinan y las plántulas se establecen con éxito en salinidades menores o iguales a 7 dS m⁻¹ cuando son expuestas a sales puras y hasta 8 dS m⁻¹ al exponerse a mezclas salinas sobre todo, cuando los iones predominantes son SO₄⁻² y Na⁺ con pH menor a 8, como el Na₂SO₄ y la salinidad Sulfática, pero sobre todo, respondieron mejor en la salinidad sulfático-sódica, aún cuando el pH oscilo entre 6.38 a 8.36. Por otro lado, la sal más perjudicial fue el NaHCO₃, seguida por las sales de Cl⁻, principalmente el CaCl₂, finalmente se ubico el MgCl₂ y las salinidades clorhídrica y clorhídrico-sulfática.

Las variables de respuesta más afectadas en orden decreciente fueron: biomasa, altura, cobertura, CG, TMG y MG. La raíz fue el órgano más dañado al presentar necrosis de ápices, disminución de la longitud y ramificación. Por otro lado, en el vástago se observó principalmente: clorosis, deformación y enrollamiento de cotiledones así como necrosis del borde de los cotiledones, permanencia de la testa y reabsorción cotiledonar. Cabe señalar que las plántulas de *Tecoma stans* utilizan como mecanismo para tolerar la salinidad la compartimentación de los iones tóxicos y que esta especie es altamente recomendable en la recuperación y rehabilitación de suelos degradados por sales ricas en iones Na⁺ y SO₄⁻²

I. REVISIÓN DE LITERATURA

2.1 Problemática

2.1.1 Suelos salinos en el mundo

En el mundo, de las aproximadamente 30 millones de hectáreas de suelo irrigadas, 0.25 a 0.5 millones pierden su producción cada año como resultado de la acumulación de sales (Shani et al., 2005). En consecuencia estos suelos presentan diferencias en sus propiedades físicas, químicas y biológicas, además son similares en cuanto a su baja fertilidad y dificultad en su uso y manejo racional (Sánchez, 2003). Por mencionar algunos ejemplos, se identificaron 8.8 millones de hectáreas al este de Australia dañadas por sales (Shani et al., 2005). 500 000 ha en zonas bajo riego afectadas en Chile (Gili et al., 2004). En Pakistán se estima que 40 000 ha han dejado de ser útiles para la agricultura. Así mismo Egipto, Irak, Irán, Israel, Arabia Saudita y California presentan problemas similares (Ashraf, 1994).

2.1.2 Suelos salinos en México

En México se estimaban 4 500 000 ha irrigadas de suelo, de las cuales cerca del 20% de ellas presentaban problemas de salinidad (Ortega, 1981). La SEMARNAT (2002) registra un área degradada por salinidad correspondiente a 6 242 115 ha, en su mayoría éstas se encuentran representadas por suelos que de manera natural son salinos, debido a las condiciones medioambientales que se presentan en el país (Sánchez, 2003).

La geoquímica del paisaje en las zonas áridas y semiáridas, valles costeros y valles irrigados por los distintos distritos de riego de México, han permitido determinar que los suelos afectados por sales se localizan en las siguientes zonas (Ortega, 1991):

- 1) Zona noroeste. Presenta la formación de suelos salinos con predominio de sales de NaCl y Na₂SO₄. La salinización primaria obedece a la geomorfología, geoquímica y condiciones climáticas e hidrológicas de la región; la salinización secundaria se debe al riego con aguas de elevada concentración salina en las que predomina la química del ión Na⁺, de manera que en esta zona se encuentran suelos salinos y salino sódicos, comprende zonas áridas y semiáridas de Baja California, Sonora y Sinaloa; en esta última entidad prevalecen suelos salinos clorhídricos y sulfático-clorhídricos.
- 2) Zona norte. Presenta suelos salinos con predominio de Cl⁻ y SO₄²⁻; los procesos deltáicos de planicies aluviales son comunes y la salinización se ha

incrementado por efecto de la irrigación agrícola. Comprende zonas áridas y semiáridas de Chihuahua, Durango y Zacatecas.

- 3) Zona noreste y altiplano. En las zonas semiáridas del sur de Nuevo León, Tamaulipas y norte de San Luís Potosí, los suelos gypsíferos o sulfáticos son abundantes, debido a las características geomorfológicas y geoquímicas de la región, las sales predominantes son CaSiO_3 , CaCO_3 , CaSO_4 , NaCl y Na_2SO_4 . Estos suelos se pueden encontrar asociados con suelos salinos.
- 4) Zona del bajo. Comprende zonas semiáridas de Guanajuato, Michoacán y Querétaro; en estos lugares predominan suelos de salinidad sulfático-clorhídrica, cuya superficie se ha incrementado por efecto de la irrigación, también se encuentran suelos sódicos como consecuencia de la desecación de lagos salinos como Cuitzeo en Michoacán, en los que prevalece Na_2CO_3 .
- 5) Zona centro. Comprende los estados de México, Tlaxcala, Puebla y parte sur de Hidalgo. Se localizan suelos salino-sódicos y sódicos en Tlaxcala (laguna del Carmen) y sódicos en el vaso del ex lago de Texcoco, México; suelos de salinidad sulfática y sulfático-clorhídrica en Puebla y de salinidad Clorhídrico-sulfática en Hidalgo; en esta última entidad se forman suelos con tendencia a la sodicidad en el valle agrícola del Mezquital, debido al riego con aguas residuales procedentes de la Ciudad de México y zonas conurbadas.
- 6) Zona sur. En los valles centrales de Oaxaca se han localizado suelos salinos y sódicos, estos últimos derivados de procesos artesanales, tal es el caso de los suelos sódicos de Hierve el Agua, Oaxaca.
- 7) Zona costera. En regiones costeras de Colima y Nayarit se presentan suelos sulfáticos.

Se calcula una superficie por salinización y sodificación superior a 30% respecto a la superficie del país estimada en 1 254 607.45 km² (Ortiz, 1992).

2.2 Origen de la salinidad

2.2.1 Principales sales que afectan a los suelos

Las sales solubles del suelo consisten principalmente en varias proporciones de Na^+ , Ca^{+2} y Mg^{+2} , Cl^- y SO_4^{-2} ; el K^+ y los HCO_3^- , CO_3^{-2} y NO_3^- se encuentran generalmente en cantidades menores (Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de América, 1970). De acuerdo con Kodva (1965), las principales formas de sales que influyen en la formación de suelos salinos son:

- 1) Carbonatos. Ampliamente distribuidos en los suelos, subsuelo y agua subterránea de los desiertos, semidesiertos y estepas de bosques. Los formadores de salinización de suelos son el carbonato de sodio (Na_2CO_3) y bicarbonato de sodio (NaHCO_3)
- 2) Sulfatos. Se encuentran en suelos y aguas subterráneas de las estepas y desiertos, en cantidades considerables. Los que frecuentemente salinizan al suelo son el sulfato de magnesio (MgSO_4) y sulfato de sodio (Na_2SO_4).
- 3) Cloruros. Junto con los sulfatos son los principales componentes responsables de la formación de suelos salinos. Se caracterizan por su elevada solubilidad y toxicidad, los principales causantes de ensalitramiento son cloruro de sodio (NaCl), cloruro de magnesio (MgCl_2) y cloruro de calcio (CaCl_2).

2.2.2 Formación de sales en los suelos

Las condiciones favorables para la formación de suelos salinos son: 1) nivel alto de agua freática con concentración de sal elevada, 2) temperatura ambiental alta (Tamhane *et al.*, 1983) y 3) que la evaporación exceda la precipitación (Cajuste, 1977).

Las principales causas naturales de la salinidad del suelo son: intemperismo de los minerales, precipitación atmosférica, sales fósiles (Bohn *et al.*, 1993), acumulaciones locales, por aguas superficiales (Cepeda, 1991 y Ortega, 1981) y erupciones volcánicas (Sánchez, 2003). Dentro de las causas antropogénicas que también ocasionan la formación y concentración de sales en el suelo, están: uso de agua de riego, salmueras y desechos industriales. A continuación se describe brevemente cada uno de ellos.

- 1) Intemperismo de los minerales: las rocas y minerales de la corteza terrestre son fuente de sales que han sido liberadas durante el intemperismo físico y químico (Ortega, 1981). El cloro y el azufre, además, pueden provenir de la actividad volcánica y es poco común que se deriven de la intemperización de las rocas *in situ* (Cajuste, 1977), principalmente oxidación de la pirita (Cepeda, 1991)

- 2) Precipitación atmosférica: aunque la precipitación casi no contiene sales, las gotas de agua, forman alrededor de ellas, diminutos núcleos de condensación que consisten en sales o partículas de polvo (Bohn *et al.*, 1993). La concentración total salina de agua de lluvia en regiones costeras es alta de 50 a 200 mg L⁻¹, sin embargo disminuye a medida que se desplaza tierra adentro. La lluvia cercana a la costa es rica en sodio, cloruros y magnesio. La composición de agua de lluvia en los continentes (tierra adentro), esta conformada principalmente por calcio, magnesio sulfatos y bicarbonatos (Ortega, 1981).
- 3) Sales fósiles: son las que se formaron como consecuencia de la desecación de lagos y mares. Estas aportan un alto índice de salinidad a cantidades pequeñas de agua del suelo; también se disuelven cuando las estructuras de almacenamiento o transporte de agua se asientan sobre depósitos salinos (Bohn *et al.*, 1993).
- 4) Acumulaciones locales: los suelos de zonas bajas incluso, de regiones áridas pueden tener niveles en el manto de aguas freáticas altos. El agua de estos niveles puede ascender por capilaridad, evaporarse sobre la superficie y dejar sus sales.
- 5) Aguas superficiales: las regiones áridas tienen un sistema de drenaje mal desarrollado que resulta insuficiente para evacuar el agua de lluvia, que aunque escasa durante la mayor parte del año cae en forma torrencial, esta se estanca en las partes bajas, donde, al evaporarse, las sales disueltas de las zonas más altas se concentran. También se provoca por inundaciones periódicas en valles aluviales (Cepeda, 1991).
- 6) El vulcanismo: este fenómeno natural arroja ácidos sulfúrico, clorhídrico y carbónico, que favorece su reacción con los minerales de las rocas, la intemperización favorece la incorporación de elementos (forma nuevos enlaces), compuestos minerales arcillosos, así como compuestos más sencillos como las sales (Sánchez, 2003).
- 7) Actividades antropogénicas: como explotación de zonas petroleras, ubicación de sitios de disposición final de residuos sólidos y fertilización de cultivos, son fuente importante de sales solubles en sitios específicos (Bohn *et al.*, 1993). La irrigación continua usando agua con altos contenidos de sales, que incrementa la salinidad natural del suelo (Heuer y Ravina, 2004), así mismo, cuando el riego es irregular (inundaciones repentinas seguidas de sequía intensas) (Hu y

Schmidhalter, 2005), o bien cuando es limitado, el suministro total de agua, deja la sal en la zona radicular, lo que ocasiona que se incremente la concentración de sales en esta zona (Tamhane *et al.*, 1983).

2.3 Tipos de salinidad en la naturaleza

2.3.1 Clasificación de los suelos de acuerdo al contenido de sales

Se registraron varias clasificaciones de los suelos salinos. La clasificación americana toma en cuenta la conductividad eléctrica del extracto de saturación a 25°C, como medida para evaluar la concentración de sales y el porcentaje de sodio intercambiable. Mientras que, la clasificación rusa considera aspectos de génesis y tolerancia de los cultivos a la salinidad (Sánchez, 1994).

1. Clasificación americana

El Laboratorio de Salinidad de Riverside, California, clasificó los suelos en cuatro categorías generales. La ubicación de un suelo tiene como fin especificar si existe exceso de sales solubles, de sodio o de ambos que pueda afectar el crecimiento vegetal (Black, 1975). El Cuadro 1 muestra las principales características que se toman en cuenta para denominar la categoría a la que pertenece un suelo de acuerdo a su contenido de sales:

Cuadro 1. Clasificación de suelos de acuerdo al contenido de sales y a sus propiedades químicas (Modificado por Plaster, 1997)

Clasificación	CE. a 25°C (mMhos cm ⁻¹)	PSI	RAS	pH	Estructura
Salino	> 4.0	< 15	< 13	< 8.5	Normal
Sódico	< 4.0	> 15	> 13	> 8.5	Mala calidad
Salino-sódico	> 4.0	> 15	> 13	> 8.5	Normal
Normal	< 4.0	< 15	< 13	< 8.5	Normal

CE = conductividad eléctrica, PSI= % de sodio intercambiable, RAS= relación de sodio adsorbido

Suelos salinos. Contienen concentraciones de sales solubles neutras suficientes para limitar seriamente el crecimiento de muchas plantas; debido al dominio de sales solubles neutras sobre las otras, sólo existe un pequeño porcentaje de sodio

intercambiable presente. Se encuentran incluidos entre los designados por Hilgard como *álcali blanco* a causa de sus incrustaciones, que se manifiestan como eflorescencia de la sal (Buckman y Brady 1991).

Suelos sódicos. Se desarrollan como consecuencia de eliminación de sales solubles de suelos salinos (Ortega, 1981). Como no contienen gran cantidad de sales solubles neutras, sus efectos desfavorables sobre las plantas, se debe a la toxicidad del sodio y de los iones OH^- (Buckman y Brady, 1991). La permeabilidad al agua es baja que los atraviesa lentamente y puede hidrolizarse (ya que la concentración de sales neutras solubles es más bien baja). Debido a la alcalinidad extrema presente en la superficie se encuentran casi siempre decolorados por la dispersión del humus por el agua capilar, de aquí el nombre de *álcali negro* dado por Hilgard (Black, 1975).

Suelos salino-sódicos. Este grupo contiene apreciables cantidades de sales neutras y abundantes iones de Na^+ adsorbidos que afectan seriamente a las plantas (Bohn *et al.*, 1993). Al lavar estos suelos, las arcillas se expanden y dispersan debido al contenido de sodio intercambiable. A medida que disminuyen los lavados, va aumentando el pH por arriba de 8.5, en tanto que la permeabilidad baja bruscamente, debido a la expansión y dispersión de arcillas (Cajuste, 1977).

2. Clasificación rusa

Con base en el grado de salinidad, donde se consideran los índices: contenido de sales totales, iones, química, toxicidad a las plantas, entre otros, se ha dividido a los suelos en dos clases (Bazilevich y Pankova, 1969):

- 1) Salinos o *solonchaks*, cuya conductividad del extracto de saturación es mayor de 4 mMhos cm^{-1} a 25°C , con un porcentaje de sodio intercambiable menor a 15; generalmente pH menor a 8.5 (Departamento de agricultura de los Estados Unidos de América, 1970).
- 2) Alcalinos o *solonetz* y *solod*, la conductividad del extracto de saturación es mayor de 4 mMhos cm^{-1} a 25°C y el porcentaje de sodio intercambiable es mayor a 15, el pH varía desde 8.5, dependiendo de las sales presentes, puede alcanzar un valor de 10 por la presencia de sodio.

Esta clasificación tiene sustento en la pedogénesis, formación edáfica y geoquímica de sales. Establece que se han formado en distintas condiciones físico geográficas y por tanto difieren en su composición cualitativa, así los suelos halomórficos pueden presentar alguno de los tipos de salinidad, como son salinidad:

clorhídrica, sulfática-clorhídrica, clorhídrica-sulfática, sulfática, sulfática-sódica, sódica y ricos en boro (Sánchez, 2003). Es importante destacar que no sólo la fuerza iónica de un medio determina la respuesta de la planta, sino también el tipo de sales que contribuyen a la salinidad (Gili *et al.*, 2004), por esta razón el presente estudio se basa en los tipos de salinidad aquí mencionados.

2.4 Efecto de la salinidad en las plantas

Los cultivos se pueden clasificar en tres categorías de tolerancia a la salinidad: sensibles a las sales, moderadamente tolerantes y tolerantes (Urbano y Hernández, 1992). Al crecimiento de plantas en condiciones salinas se le ha denominado tolerancia a la sal (Bohn *et al.*, 1993). La producción de cultivos agrícolas que crecen bajo condiciones salinas, ha llegado a ser el principal criterio con el cual se indica la tolerancia de una especie a la salinidad (Steppuhn *et al.*, 2005). Ninguna de las cinco especies de mayor consumo en el mundo (trigo, maíz, arroz, patata y soja) toleran la sal (Glenn, 1998). Las plantas responden a la salinidad usando dos tipos diferentes de respuesta: 1) las plantas sensibles a la sal limitan la toma de esta y ajustan su presión osmótica por la síntesis de solutos compatibles (como la prolina, glicibetaina y azúcar), 2) las plantas tolerantes apartan y acumulan sal dentro de la vacuola de la célula, controlando la concentración en el cito sol y manteniendo una relación de K^+/Na^+ en las células (Yamaguchi y Blumwald, 2005).

Las sales solubles pueden tener tres tipos de efectos sobre las plantas en crecimiento:

- 1) De *ión específico*
- 2) Osmótico
- 3) Desequilibrios nutrimentales

El efecto de *ión específico* se atribuye a que algunos iones en el suelo son perjudiciales para el cultivo (Russell, 1968). Estos iones operan a bajas o altas concentraciones. Dos sales son normalmente de importancia: el carbonato sódico y los boratos solubles. Ambas sales pueden ser dañinas, probablemente, su efecto perjudicial se debe a el alto pH, debido a que vuelven a algunos nutrimentos (P, Fe, Mn, etc.) no disponibles para la planta y modifica la estructura del suelo dejándolo inestable (Urbano y Hernández, 1992).

El efecto osmótico se ocasiona por el aumento de la presión osmótica de la solución que rodea a las raíces de las plantas (Russell y Russell, 1968; Urbano y Hernández, 1992). Los síntomas se observan por de plantas raquílicas, enanas, pudiendo llegar a pérdidas de 20% o más del rendimiento de la cosecha, sin que el daño ocasionado por las sales se muestre de modo aparente (Russell y Russell, 1968). A medida que el contenido salino aumenta el raquitismo se hace más apreciable, las hojas se tornan de colores apagados o verde azuladas, cubriéndose con una capa excepcionalmente gruesa de cutícula, en ocasiones se registra oxidación de ápices, partes marginales o interiores de las hojas, así como moteado o enrollamiento y clorosis incipiente (Brown *et al.*, 2006), a menudo se observa aumento en el grosor de las hojas (Black, 1975) disminución de la apertura y turgencia de estomas (Heuer, 2004), reducción de la absorción de agua (Renault *et al.*, 2001), transpiración (Volkov *et al.*, 2003) y fotosíntesis (Gili *et al.*, 2004). Russell y Russell (1968) argumentan que la disminución de toma de agua, puede deberse a que el incremento de la presión osmótica de la solución del suelo equivale a aumentar la solución del agua retenida por él. Las raíces contienen una membrana semipermeable que permite que el agua pase y puede limitar la incorporación de las sales. Las plantas que crecen en un medio salino elevan en cierta forma sus concentraciones osmóticas internas mediante la formación de ácidos orgánicos o por la absorción de sales. Esto se llama ajuste osmótico, al parecer el principal efecto de la salinidad en la planta es quitar energía a los procesos de crecimiento con el fin de mantener el diferencial osmótico. Uno de los primeros procesos de los que se quita energía para el crecimiento, es en el alargamiento de las células, es decir, continúan la división celular pero no el alargamiento, el color verde oscuro de las hojas significa que hay más células por unidad de área foliar (Bohn *et al.*, 1993; Nieman, 1965).

El tercer mecanismo de daño potencial para las plantas provocado por la sal constituye los desequilibrios nutrimentales (Bohn *et al.*, 1993) debido a la competencia del Na^+ y el Cl^- con nutrimentos tales como K^+ , Ca^{2+} y NO_3^- (Hu y Schmidhalter, 2005).

2.4.1 En la Germinación

La habilidad de las semillas para germinar y emerger sobre condiciones de estrés salino indica que tienen un alto potencial genético para tolerar la sal, al menos en este estadio de su ciclo de vida (Norlyn y Epstein, 1984). Las altas concentraciones salinas pueden limitar muchos procesos fisiológicos vitales para la germinación de las semillas.

Algunas plantas son particularmente sensibles a la salinidad durante las etapas de germinación o de plántula, las cuales pueden representar un estadio crítico para su establecimiento (Al-Khateeb, 2006); una rizosfera pequeña origina que la planta sea extremadamente vulnerable al trastorno del equilibrio fisiológico por ósmosis (Bohn *et al.*, 1993).

En un estudio hecho por Gili *et al.*, (2004) observaron que altas concentraciones de NaCl, no permite la germinación de las semillas de alfalfa, mismo que coincide con Robinson *et al.*, (1986) quien mostró que la alfalfa es más sensible al estrés salino durante la germinación y con los estudios de Chang (1961) y Zhou (1992) quienes observaron que la sensibilidad se manifiesta más en estadios tempranos de desarrollo.

El proceso de germinación puede ser dividido en tres estados diferentes; el primero después del rompimiento de la latencia (si la semilla la presenta), la semilla adquiere agua por un proceso físico de imbibición, en el segundo se presentan procesos metabólicos directamente asociados con la germinación y finalmente la emergencia y desarrollo subsiguiente (Ramírez, 2001). Algunos de los mecanismos por los cuales las sales inhiben la germinación al parecer se presentan durante la imbibición y se puede deber a dos factores:

- 1) Efecto osmótico, donde la cantidad de agua que se absorbe durante este proceso, se debe a sí mismo a tres factores, la composición de la semilla, la permeabilidad de la testa al agua y la disponibilidad de agua en el medio. La disponibilidad del agua para la imbibición depende también de la composición del medio en el cual se lleve a cabo la germinación. Es importante en las condiciones naturales donde la solución con la cual se encuentran las semillas no es agua pura. Cuando la concentración de solutos se incrementa, la imbibición disminuye debido a los efectos osmóticos. También se podrían presentar efectos tóxicos con altos niveles de sales (Ramírez, 2001).
- 2) El segundo factor se explica debido a que las sales interfieren en varias funciones de la membrana celular, como son la permeabilidad, transporte de solutos orgánicos e inorgánicos, secreción, composición lipídica y liberación de proteínas (Bliss *et al.*, 1984). Esta última función es de suma importancia por que las plantas tolerantes se caracterizan por aislar las sales de los procesos celulares, mediante compartimentación a través de la membrana (Yamaguchi y Blumwald, 2005).

Al-Khateeb (2006) argumenta que el efecto inhibitorio del NaCl en la germinación, podría ser debido a efectos directos en el crecimiento del embrión. Alternativamente el NaCl puede también incrementar el potencial osmótico del medio causando efectos inhibitorios en la imbibición de la semilla. En un estudio hecho con *Phaseolus vulgaris*, se observó que el efecto del NaCl en la germinación y posterior desarrollo de las plántulas fue principalmente osmótico y tóxico, causando inhibición en el crecimiento de la raíz, el cual fue utilizado como un parámetro para evaluar el efecto de soluciones salinas en la germinación. Sin embargo, se registra que la radícula podría emerger pero no necesariamente tiene la capacidad para crecer (Prisco y O'Leary, 1970). A este respecto Ayers (1953) señala que es necesario obtener información adicional de la tolerancia de una especie durante todo su ciclo de vida, ya que la salinidad incrementa el tiempo requerido para la emergencia y disminuye el porcentaje de germinación en cebada.

2.4.2 En el desarrollo vegetativo del vástago

Las plántulas expuestas a la salinidad enfrentan los mismos problemas descritos durante la germinación, sumando un problema más, la translocación de K^+ y Ca^{2+} que se reduce por el exceso de las sales de Na (Ashraf, 1994). Los niveles tóxicos se presentan en las hojas maduras, debido a que tan pronto como la absorción tiene lugar en las raíces, la concentración aumenta en ellas (Munns, 1993), sin embargo, si la concentración de sales es muy elevada, los efectos tóxicos se presentan en las hojas jóvenes. Netondo *et al.*, (2004a) observaron que para dos variedades de sorgo, el Na^+ se acumula más en hojas y tallos viejos que en jóvenes, especialmente a 150 mM, argumentan que esto puede ser explicado porque las plantas viejas han sido expuestas a sal por largos periodos, más que las jóvenes. Debido a que las vacuolas de las hojas viejas son más grandes y por ello pueden acumular más Na^+ , que las hojas jóvenes. La acumulación de Na^+ en vacuolas de hojas viejas podría mitigar la presión de Na^+ , en tejidos jóvenes y ayudar a mantener su crecimiento.

También se refleja el impacto en los tejidos por la reducción fotosintética por unidad de área foliar y por la obtención de tolerancia a la concentración máxima de sal por medio de una expansión en las hojas (Netondo *et al.* 2004b); esta última debido a

que la hoja adquiere un grosor considerablemente mayor, acumula grandes cantidades de clorofila, incrementa sus centros de reacción fotoquímica, aumentan los acarreadores de electrones y las proteínas solubles; todo ello debido quizá a cambios en el porcentaje de fotosíntesis y respiración (Netondo *et al.*, 2004a). Para el caso de la remolacha, el porcentaje de fotosíntesis por unidad de área foliar se redujo cuando se sometió a un estrés salino provocado por NaCl a una concentración de 200 a 300 moles/m³, sin embargo, no se afectó la respiración (Norman y Waldron, 1984).

Los fotosintatos producidos por la planta se utilizan en el crecimiento, mantenimiento, transporte y almacenamiento. Los cambios inducidos por la salinidad son altos, probablemente por el costo adicional del transporte asociado a la exclusión. El almacenamiento de reservas puede incluir la acumulación de fotosintatos no estructurales en asociación con el ajuste osmótico y la conservación de la turgencia. Es posible suponer que la intensidad de almacenamiento está relacionada con el grado de exclusión de sales desde el tallo; las especies inclusoras tienen la alternativa de acumular sales para conseguir el ajuste osmótico. Como la turgencia no es el único requisito para asegurar una expansión foliar continua, entonces puede sugerirse que la capacidad fotosintética es insuficiente para suministrar los fotosintatos requeridos en la síntesis de pared celular y la expansión celular dependiente de la turgencia (Cheeseman, 1988).

En un estudio hecho con dos variedades de sorgo, expuestas a diversas concentraciones de NaCl, se encontró una disminución significativa en el crecimiento de los tallos cuando se exponen a 250 mM (Netondo *et al.*, 2004a). Resultados que coinciden con los encontrados por Heuer y Ravina (2004), quienes observaron que la talla de *Matthiola incana* fue significativamente afectada cuando es irrigada con la misma sal a una concentración de 2 a 8 dS m⁻¹ y con los de Renault *et al.*, (2001) quienes registraron para el caso de *Cornus stolonifera*, reducción en el crecimiento de la planta, disminución de la superficie disponible para la fotosíntesis y disminución de la fotosíntesis.

2.4. 3 En la raíz

La acumulación de sales en la zona radical disminuye la productividad agrícola, más aún cuando el drenaje es inadecuado, con exceso de irrigación, logrando con ello concentrar la sal en esta zona (Shani *et al.*, 2005).

El daño que se produce al incrementar la salinidad es menor en la raíz que en el tallo (Munns, 1993). En muchas especies vegetales, la resistencia a la sal depende de la habilidad del sistema radical para restringir el transporte de iones tóxicos como Na^+ y Cl^- a los tallos (Renault *et al.*, 2001). Los procesos fisiológicos de selectividad son más acentuados en esta parte, por ser la raíz el primer órgano de la planta que queda expuesto a la salinidad (Rodríguez *et al.*, 1997). Además, la respuesta de la zona apical al estrés salino es crítica para el crecimiento y desarrollo ulterior del sistema radical (González *et al.*, 1997). Altas concentraciones de sal en la membrana de las células de la raíz, interfieren con el estado nutricional de la planta (Ashraf, 1994) pues llegan a modificar la permeabilidad y selectividad de la membrana (Renault *et al.*, 2001). Se ha observado que la captación y translocación de los nutrimentos como el K^+ y Ca^{2+} son grandemente reducidos por estrés salino (Ashraf, 1994).

La elongación de la raíz es de vital importancia para que las plántulas puedan sobrevivir en los ambientes salinos (Ashraf *et al.*, 1986). Durante el ajuste osmótico, antes de que se alcance la fase estable, la elongación puede suprimirse a causa de la reducida turgencia. Las raíces se ajustan osmóticamente en forma más rápida y pierden turgencia más lentamente que los tallos, por lo que la extensión de las raíces podría ser menos sensible que la del tallo a una reducción del potencial de solutos. El desarrollo de las raíces laterales no necesariamente depende de la turgencia y muestran una gran sensibilidad a la salinidad. En estado de equilibrio, cuando la planta exhibe los efectos del estrés salino, el crecimiento se reduce a pesar de que se haya efectuado el ajuste osmótico y se conserve la turgencia. En este momento la elongación del tallo se deprime intensamente en comparación con las raíces laterales sin afectar su biomasa. Una vez que la raíz primaria se ha establecido, los cambios ulteriores en el peso total de la misma son relativamente pequeños con su longitud (Shalhevet *et al.*, 1995). La mayoría de los estudios muestran que la raíz disminuye considerablemente su tamaño y peso al aumentar la salinidad (Brown *et al.*, 2005).

2.4.4 En el rendimiento de la planta

La producción de biomasa de plantas depende de la acumulación de productos con carbono sintetizados durante la fotosíntesis. Esta a su vez es determinada por dos componentes: 1) el porcentaje de fotosíntesis por área de hoja y 2) área de superficie de la hoja disponible para la fotosíntesis (Norman y Waldron, 1984).

La salinidad puede afectar la concentración de clorofila “a” y “b” de las hojas a través de la inhibición de su síntesis debida a alteraciones enzimáticas (Renault *et al.*, 2001) o por la aceleración de su degradación (Netondo *et al.*, 2004b).

En la productividad de las plantas los efectos varían dependiendo de la especie, la sal y la concentración a la que se expone. Aún en especies que tienen un alta resistencia a la salinidad, como es el *Aegiceras corniculatum* y *Avicennia marina*, se observa que al incrementar la salinidad disminuye la biomasa (Ye *et al.*, 2005); por otro lado, se observó que *Panicum turgidum* sometido a una salinidad de 25 a 50 mM, estimulan la producción de la biomasa de tallo y raíz, sin embargo, a concentraciones mayores a 100 mM de NaCl resulta en una disminución significativa de esta producción (Al-Khateeb, 2006). La reducción de la biomasa seca de los tejidos de la planta refleja el incremento de costo energético para el metabolismo y la reducción de ganancia carbono, está asociada con la adaptación a la sal (Netondo *et al.*, 2004a).

Aún entre la misma especie existen variaciones en la productividad, según un estudio realizado por Qian *et al.*, (2004), en tres variedades de *Poa pratensis*, la producción de raíz y tallo es diferente para cada variedad, este estudio coincide con el de Netondo *et al.*, (2004a), quienes utilizan la misma sal (NaCl), exponiendo a dos variedades de *Sorghum bicolor* a diferentes concentraciones, observaron que la producción de biomasa es distinta entre las variedades, así como la absorción de nutrientes. Valdivia (1981) indica que al exponer caña de azúcar a NaCl, la productividad baja en un 50% cuando la conductividad eléctrica es de 9.7 dS m^{-1}

2.4.5 En la toma y asimilación de nutrientes

Al-Khateeb. (2006) encontró que al someter a *Panicum turginum* a salinidad producida por NaCl, el Na^+ fue el catión que se acumuló en mayor cantidad en las raíces y tallos y

está acumulación fue preferencial en las raíces sobre los tallos, resultados que coinciden con los de Netondo *et al.*, (2004a) para sorgo, esto es interpretado como un mecanismo de tolerancia que actúa de dos formas, la primera: manteniendo un potencial osmótico por la toma de agua por las raíces y la segunda por la restricción en la entrada de sodio por parte de la raíz a los tallos, mecanismo conocido como exclusión. Los iones tóxicos como el Na^+ pueden también ser transportados lejos del citoplasma y encapsularse dentro de la vacuola de las células, este mecanismo es llamado compartimentación intracelular (Hu y Schmidhalter, 2005).

Alta concentración de Na^+ inhibe fuertemente la toma y acumulación de K^+ , Ca^{2+} y un menor alcance de Mg^{2+} a las raíces. Debido a que el K^+ es un macronutriente implicado en el control de la turgencia, la inhibición de la toma de K^+ , podría impedir el crecimiento (Netondo *et al.*, 2004a), esta disminución puede ser atribuida a la función antagónica del Na^+ y el K^+ (Hu y Schmidhalter 2005). La relación Na^+/K^+ se reduce con el aumento de NaCl en el medio de crecimiento. Así mismo altos niveles de Na^+ en el medio externo reducen grandemente la actividad fisicoquímica que disuelve al Ca^{2+} (Al-Khateeb, 2006), P (Hu y Schmidhalter, 2005) y Zn^{2+} (Khoshgoftar *et al.*, 2004), es decir los hacen no disponibles para las plantas. Lagerwerff y Holland (1960) sugieren que las plantas intentan contrarrestar algún efecto tóxico por exceso de Na^+ , tomando K^+ adicional.

Baja concentración de Ca^{2+} en condiciones salinas podría afectar severamente las funciones de la membrana (Netondo *et al.*, 2004a) como dañar la selectividad, permeabilidad y permitir la acumulación pasiva de Na^+ , en los tejidos de la planta; así mismo juega un papel importante en la inhibición del crecimiento de la planta, o bien, causa cambios significativos en su morfología y anatomía (Hu y Schmidhalter, 2005 y Brown *et al.*, 2005). En el caso del Mg^{2+} , Al-Khateeb (2006) sugiere que el Na^+ no excluye la toma del Mg^{2+} . Sin embargo una vez que el Mg^{2+} , entra en la planta, un impacto de la salinidad se manifiesta por la concentración de estos iones en tallos y hojas. El impacto de la sal podría tener un efecto metabólico en el funcionamiento de la planta.

Brown *et al.*, (2006) observaron que al exponer a *Spartina alterniflora* a salinidad por NaCl hubo una disminución de Fe en el tejido de las hojas, esto podría deberse a la deficiencia de Mg²⁺ por el que se mueve en el floema.

2.5 Mecanismos de la tolerancia a la salinidad

Varios son los mecanismos por los cuales una especie vegetal tolera altas concentraciones de sal, los más comunes son:

- 1) Exclusión de iones: es la habilidad de restringir el paso de las sales de la raíz hacia los tallos (Hu y Schmidhalter, 2005).
- 2) Inclusión: estas especies absorben grandes cantidades de sales y las almacenan en el tallo (Ashraf, 1994).
- 3) Compartimentación de sales en la vacuola: favorece el transporte pasivo de Na⁺ y Cl⁻ dentro de estas, ello evita efectos tóxicos en el citosol provocados por el exceso de Na⁺. El transporte es mediado por una relación de Na⁺/K⁺ que se maneja por gradiente electroquímico de protones generados por el H⁺ vacuolar, translocando enzimas de H⁺-ATPasa y de H⁺-Pasa Fosfatasa (Yamaguchi y Blumwald, 2005).
- 4) Deposición de iones tóxicos dentro de la corteza, radio celular, paredes de las traqueidas, lumen y hojas senescentes (Niknam y McComb, 2000).
- 5) Acumulación de K⁺ en el citoplasma que disminuye los efectos tóxicos de iones como el Na⁺ (Volkov *et al.*, 2003; Zhao *et al.*, 2004).
- 6) Glándulas especiales en las hojas para secretar altas concentraciones de sales (Niknam y McComb, 2000).
- 7) Ajuste osmótico, a fin de mantener una turgencia adecuada para que el crecimiento prosiga, esto involucra transporte, acumulación de solutos orgánicos en el citosol el, lumen y matriz o estroma de los organelos y compartimentación de iones y solutos orgánicos (Hasegawa *et al.*, 2000).
- 8) Producción de metabolitos orgánicos como consecuencia del ajuste osmótico (Hasegawa *et al.*, 2000).
- 9) Disminución en la ramificación de las raíces (Niknam y McComb, 2000).

2.6 Fitorremediación

El término fitorremediación significa “remediar un daño por medio de plantas” (Núñez *et al.*, 2004) y hace referencia a una serie de tecnologías que consisten en el uso de plantas y sus microorganismos o enzimas asociadas, así como la aplicación de técnicas agronómicas para degradar, retener o reducir a niveles inofensivos los componentes que resulten tóxicos al ambiente a través de procesos que logran recuperar la matriz o estabilizar el contaminante en el sustrato. Es un procedimiento pasivo, estéticamente agradable, útil para remediar simultáneamente una gran variedad de componentes tóxicos para el ambiente y que procura una mejora de la calidad del suelo, ya que aumenta el contenido de carbono orgánico, mejora su estructura, incrementa su porosidad, la infiltración del agua y reduce la erosión.

El primer paso a evaluar en la fitorremediación es conocer las concentraciones del componente tóxico que la planta es capaz de tolerar. No todas las plantas exhiben la misma tolerancia, por lo que se seleccionan aquellas que puedan tolerar altas concentraciones. Una vez seleccionadas las especies tolerantes, se prueba su capacidad para estabilizar el suelo, la basa en la eficiencia del proceso, tanto en términos de la reducción de la carga a niveles deseables así como el tiempo requerido para dicho propósito (Hernández y Mager, 2003). Existen diversas estrategias para fitorremediar, la de interés para nosotros es la fitoextracción o fitoacumulación que consiste en explotar la capacidad de algunas plantas para acumular contaminantes en sus raíces, tallos o follaje, las cuales pueden ser fácilmente cosechadas (Núñez *et al.*, 2004). De resultar tolerante a altas concentraciones salinas *Tecoma stans*, sería una especie útil en la fitorremediación de suelos degradados por salinidad. Además, no se ha documentada su tolerancia a la salinidad, tiene uso medicinal y potencial ornamental por la belleza de sus flores y hojas, asimismo, presenta una amplia distribución geográfica.

2.7 Características botánicas y ecológicas de *Tecoma stans* HBK

Clase: Magnoliopsida

Orden: *Scrophulariales*

Subclase: *Asteridae*

Familia: Bignoniaceae

Género: *Tecoma*

Especie: *stans* (L.) H. B. K.

Sinonimias *Bignonia frutescens* Miller ex DC., *Bignonia stans* L., *Stenolobium incisum* Rose et Standl., *Tecoma incisa* Sweet., *Tecoma stans* var. *velutina* DC. (Rzedowski y Rzedowski, 1979)

Nombre Común: Bapsarukua, Cameri (purépecha), Corneta amarilla (Dgo.), Flor de noche, Flor de San Pedro, Giabiche (zapoteco), Gloria (Sin.), Guibelchi o Tulasuchil (Oax.), Hierba de San Juan, Hierba de San Nicolás, Hierba de San Pedro (S.L.P.), Hoja de baño, Istamasúchil, Ixnotl (Pue.), K´anlol (maya), Kanló, Kusí urákame, Lluvia de oro, Matilimi (Chis.), Mazorca (Ver.), Miñona, Miñona (N.L.), Nixtamalxochitl, Nixtamaxochitl, Nixtamaxuchitl, Palo de arco, Retama, Trompeta, Trompetilla, Tronadora, Yuku-ñini (Martínez, 1987, CONABIO 2001).

Descripción.

Arbusto siempre verde de ramas y ramillas cilíndricas, los brotes y ramillas con pubescencia glandular; foliolos casi siempre en número de siete, sésiles o cortamente peciolulados, lanceolados u ovado-lanceolados, de 4 a 10 cm de largo, acuminados, márgenes aserrados especialmente hacia el extremo apical, base cuneada, lámina glabra o ligeramente pilosa en el envés a lo largo de las nervaduras; inflorescencias dispuestas al extremo de las ramas, con muchas flores; cáliz corto, de 4 a 7 mm de largo; corola amarilla, en forma de embudo de 3.5 a 5cm de largo, glandular durante la antesis, lóbulos ciliados; anteriores pubescentes; fruto en forma de cápsula linear, café, de 10 a 20 cm de largo; (Rzedowski y Rzedowski, 2001).

Los frutos son cápsulas alargadas, cilíndricas y dehiscentes, de color café oscuro, ahusada hacia los extremos, de 7 a 21 cm. de largo por 5 a 7 mm de ancho, la superficie lenticelada; se abre a lo largo para liberar muchas semillas muy finas. Las semillas son pequeñas, aplanadas y aladas; cuerpo de la semilla de 7 a 9 mm de largo, alas blancoamarillentas, hialino-membráceas, agudamente demarcadas del cuerpo de la

semilla e incrementan el tamaño en 8 a 14 mm de ancho por 2 a 2.5 cm de largo). Es de tipo ortodoxa, no presenta latencia. De sexualidad hermafrodita y de número cromosómico: $n = 18$. Florece de julio a noviembre, es de muy rápido crecimiento (CONABIO, 2000 y Niembro, 1988).

Su recolecta se rige por la NOM-126-ECOL-2000 la cual establece los procedimientos, criterios y especificaciones para realizar el aprovechamiento, transporte y almacenamiento de ramas, hojas, flores, frutos y semillas.

Distribución

Ampliamente distribuido en casi toda la República Mexicana. Altitud: 0 a 1,500 y hasta 2,400 m. en los estados de: Baja California, Sonora, Chihuahua, Coahuila, Nuevo León, Tamaulipas, Sinaloa, Durango, Zacatecas, San Luís Potosí, Nayarit, Aguascalientes, Jalisco, Guanajuato, Querétaro, Hidalgo, Veracruz, Colima, Michoacán, México, Distrito Federal, Tlaxcala, Puebla, Guerrero, Morelos, Oaxaca, Chiapas, Tabasco, Campeche, Quintana Roo y Yucatán (CONABIO, 2000 y SEMARNAT, 2003). Fuera de México se encuentra en el suroeste de Estados Unidos de América hasta Sudamérica (Rzedowski y Rzedowski, 2001).

Hábitat y tipos de vegetación

Planta silvestre, suele aparecer aislada en áreas alteradas, a orilla de carreteras, sobre faldas de serranías, barrancas y sitios pedregosos. En suelos: negro, café-arcillosos, rojizos, someros, calizos, arenosos, pedregosos, bien drenados. Crece en laderas con pendiente de 50° y en mayor proporción en las riberas de arroyos, laderas, pequeñas cañadas y planicies (Osuna, 2003).

Se encuentra en: bosque de encino, bosque de pino, bosque de pino-encino, bosque mesófilo de montaña, bosque tropical caducifolio, bosque tropical subcaducifolio, bosque tropical perennifolio, bosque tropical subperennifolio, matorral xerófilo pastizal semidesértico, dunas costeras (CONABIO, 2000). Generalmente asociada con: *Fouquieria splendens*, *Prosopis velutina*, *Agave sp.*, *Nicotiana glauca*, *Lysiloma watsonii*, *Acacia farnesiana*, *Fraxinus greggii*, *Bursera sp.*, *Acacia sp.*, *Ipomoea sp.*, *Larrea sp.*, *Pachycereus sp.*, *Karwinskia sp.*; *Juniperus sp.*, *Mimosa sp.* y *Croton sp.* (CONABIO, 2000).

Usos

Se registran 54 usos medicinales y 56 componentes químicos, se usa para: anemia, ácido úrico, asma, inflamación, dengue, analgésico, antiamebiana, dolor de muelas, antipirético, sífilis, depurativo, diabetes, enfermedades del corazón, enfermedades de la piel (llagas, salpullido, sarna), enfermedades gastrointestinales (pirosis, cólicos, diarrea, empacho, enteritis aguda, úlceras estomacales, evacuaciones fétidas, flatulencias, gastritis, disentería), enfermedades hepáticas (bilis, padecimientos del hígado), enfermedades respiratorias (resfriado común, antitusivo), enfermedades urinarias (diurético, hidropesía, afecciones renales), enfermedades ginecológicas, anorexia, antihelmíntico, vermífugo, diurética. La Farmacopea mexicana atribuye a la planta propiedades eupépticas y la prescribe para la debilidad gastrointestinal y para aliviar la gastritis de origen alcohólico (CONABIO, 2000).

De forma artesanal los tallos pueden usarse para construir artículos domésticos, el tallo se usa como leña. La parte aérea como cerca viva, para dar sombra y ornato en patios, parques y jardines. Las flores son tan vistosas que atraen a las abejas y el extracto acuoso de la planta se recomienda como insecticida contra el gusano cogollero del maíz (*Spodoptera frugiperda*), se considera una planta venenosa para el ganado (Font, 1973; CONABIO, 2000).

Cultivo

Por medio de esquejes de madera semimadura en verano o por semilla en primavera (germina en 8-12 días, nunca en suelos pobres). Es resistente a la sequía, necesita suelo rico y suelto, bien drenado, sitios ventilados, cálidos y soleados, mucha agua durante los meses de verano y tolera condiciones áridas y semiáridas. Para su mantenimiento puede podarse ligeramente al final de la floración, es un arbusto maleable. Se debe sembrar en Noviembre, diciembre o cuando produzca semillas (Osuna, 2003).

Efecto restaurador

Conservación de suelo y control de la erosión, cumple con los siguientes servicios al ambiente: 1) Cerca viva en los agrohábitats 2) Sombra y Refugio 3) Ornamental. Es común en los jardines y avenidas de Cuernavaca. Es la flor nacional de las Bahamas. Sus raíces en pocos años forman una efectiva red subterránea capaz estabilizar suelos deforestados y susceptibles a la erosión ubicados en fuertes pendientes (CONABIO, 2000). No se ha registrado su tolerancia a la salinidad.

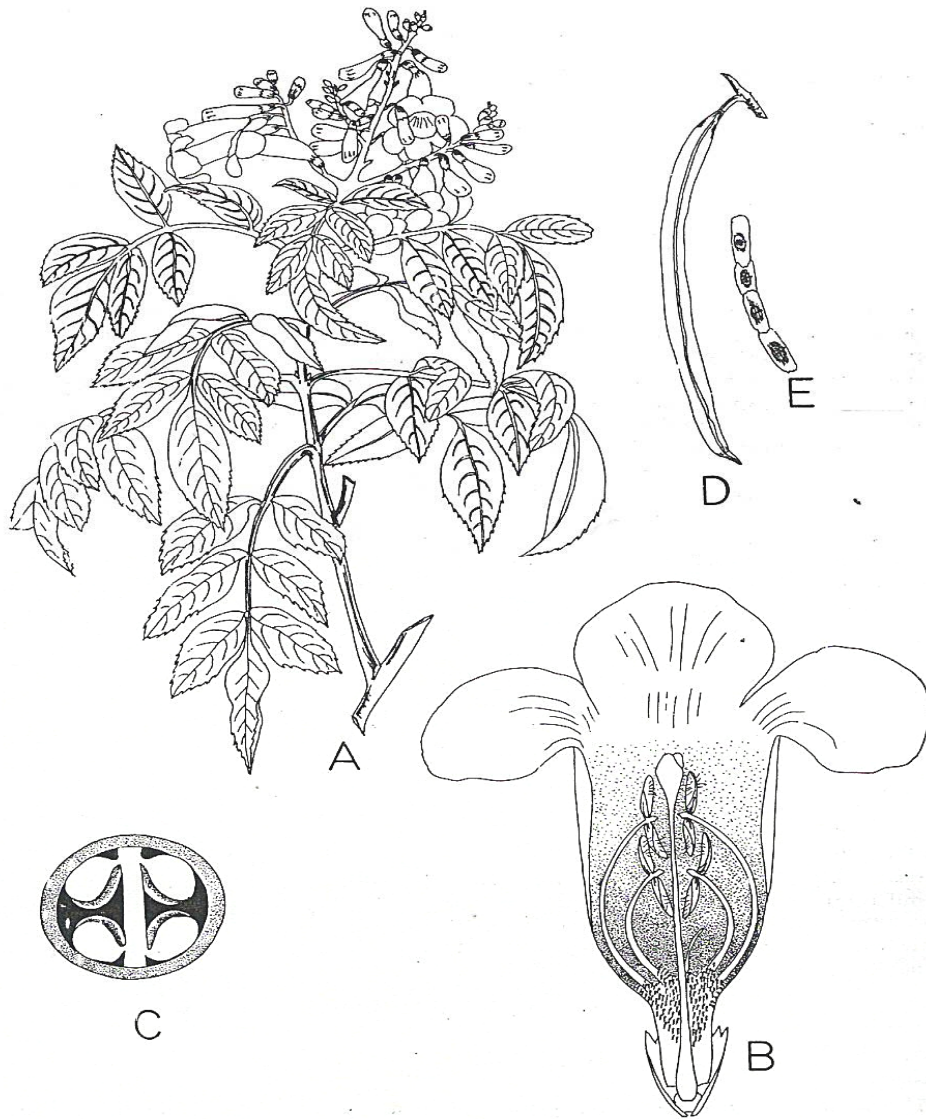


Figura 1. *Tecoma stans* (L.) H.B.K. A. rama con flores; B. flor; C. corte transversal del ovario; D. fruto; E. semilla (Rzedowski y Rzedowski, 2001)

I. OBJETIVO

General

Evaluar el efecto de la salinidad sobre la germinación y crecimiento de plántulas de *Tecoma stans* (L.) H.B.K., para determinar su tolerancia a distintos tipos y concentraciones de sales.

Particulares

1. Determinar las sales, mezclas salinas y concentraciones respectivas a las que *Tecoma stans* (L.) H.B.K. presenta una respuesta favorable o desfavorable.
2. Evaluar los efectos de la salinidad en el desarrollo germinativo de *Tecoma stans* (L.) H.B.K.
3. Describir los efectos causados por las sales y las concentraciones propuestas, en la talla, cobertura y biomasa fresca y seca de *Tecoma stans* (L.) H. B. K.
4. Describir los daños causados por sales puras y tipos salinos durante la emergencia y desarrollo de plántulas de *Tecoma stans* (L.) H.B.K.

I. HIPÓTESIS

Las repuestas adaptativas de las especies frente a los factores del ambiente son indicadores directos de que han evolucionado bajo esas condiciones. Sí *Tecoma stans* (L.) H.B.K. no ha estado expuesta a altas concentraciones salinas en la rizosfera, el proceso de germinación y crecimiento de plántulas será afectado negativamente por un aumento en la salinidad, dicho efecto será diferente según la concentración, el tipo de sal o mezcla salina a la que se exponga

V. MATERIAL Y MÉTODOS

5.1 Descripción del sitio de estudio

El trabajo experimental se realizó en el invernadero de la Facultad de Estudios Superiores Zaragoza, *Campus II* de la UNAM, ubicado a los 19°22'24'' latitud N y 99°02'00'' longitud O, a una altitud de 2256 m en la Delegación Iztapalapa, México D. F., (coordenadas tomadas con un Geoposicionador MAGELLAN MAP 330). Las condiciones ambientales fueron registradas con un termohigrómetro Guetnbergstr 207012, se registro temperatura promedio mínima de 12.8 °C y máxima de 30.7°C y humedad atmosférica promedio mínima de 22.1 % y máxima de 66.9 %.

5.2 Determinación del número de semillas empleadas

Con el fin de garantizar la emergencia de 10 plántulas por cada unidad experimental, germinó un lote de 400 semillas en una cama de germinación que contenía algodón como sustrato y agua para mantener la humedad a capacidad de campo. Las semillas fueron previamente remojadas en agua durante 48 horas a temperatura ambiente (Correa, 1998). Se realizó un registro diario del número de semillas germinadas, mismo que se suspendió cuando se detuvo el proceso germinativo. Con los datos obtenidos se elaboró la curva de germinación y se calculó su porcentaje. Por otro lado, a 100 semillas se les practicó la prueba de viabilidad por el método de cloruro de tetrazolio (Hartman y Kester, 1982). Con estos resultados se definió el número de semillas que se colocarían en cada una de las unidades experimentales.

5.3 Características de la unidad experimental

Para evaluar el estrés por sales puras y tipos salinos sobre la emergencia y establecimiento de las plántulas de *Tecoma stans*, se empleó como unidad experimental una maceta negra de plástico de 0.75L de capacidad, a la cual se le adicionó 100 g de agrolita (Fig. 2). Estas condiciones permiten estudiar el efecto salino sin la interferencia de los iones del suelo o sustrato.

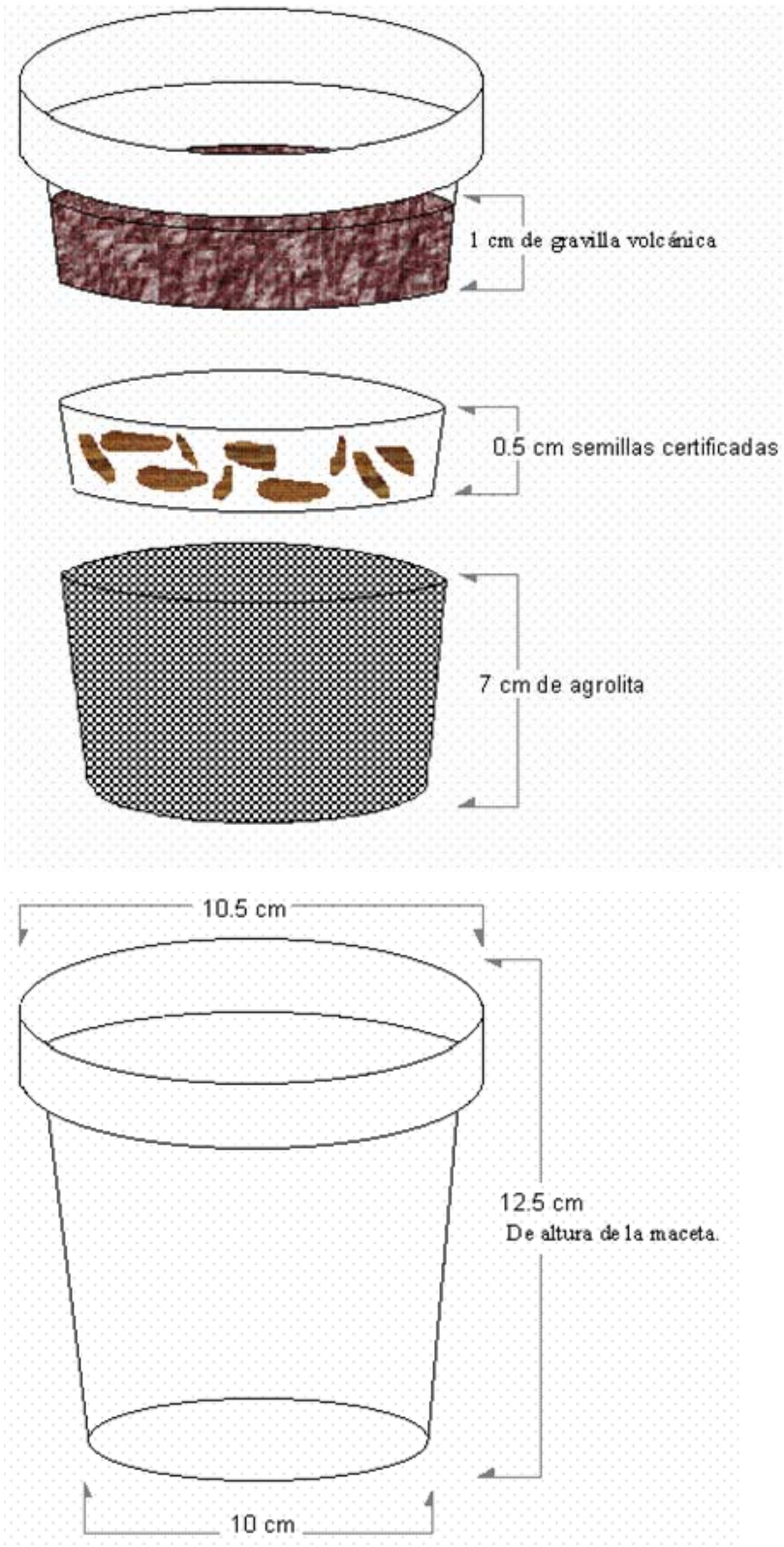


Figura 2. Unidad experimental constituida por una maceta de plástico y sustrato de agrolita con cubierta de gravilla

De acuerdo con las pruebas de viabilidad y germinación (95%), en cada maceta se sembraron 11 semillas de *Tecoma stans*, uniformemente distribuidas sobre el sustrato. Posteriormente se cubrieron con una capa de 1cm de espesor de gravilla volcánica mayor o igual a 2 mm de diámetro (Tamiz de pruebas físicas Mont-inox uno de abertura de 2.0 mm y otro de 1.19 mm) a fin de reducir la evaporación.

5.4 Tratamientos salinos

Para estudiar el efecto salino sobre la germinación y desarrollo de las plántulas de *Tecoma stans*, se utilizaron seis sales puras y cinco mezclas salinas, estos últimos se muestran en el cuadro 2 con sus respectivas relaciones aniónicas.

Cuadro 2. Mezclas salinas y relación aniónica utilizada

Mezclas salinas	Relación aniónica
Clorhídrica	$Cl^- / SO_4^{-2} = 2.5$
Sulfático-clorhídrica	$Cl^- / SO_4^{-2} = 1.5$
Clorhídrico-sulfática	$Cl^- / SO_4^{-2} = 0.6$
Sulfática	$Cl^- / SO_4^{-2} = 0.15$
Sulfático-sódico	$HCO_3^- / Cl^- / SO_4^{-2} = 2.0$

Las concentraciones salinas se prepararon considerando las conductividades eléctricas (CE) registradas en suelos salinos de Ixmiquilpan, Hidalgo; previamente definidas para *Tecoma stans* por Ríos-Gómez (comunicación personal, 2005). Para cada sal y tipo de salinidad se manejaron nueve concentraciones (identificadas como C₁, C₂, C₃, C₄, C₅, C₆, C₇, C₈ y C₉). Los valores ideales de CE a los que fueron expuestas las semillas y plántulas de *Tecoma stans* (L.) H. B. K., para todas las salinidades, se muestran en el Cuadro 3.

Cuadro 3. Gradiente de salinidad y concentraciones utilizadas a 25°C

Tratamiento	CE (dS m ⁻¹)	Concentración (g L ⁻¹)
C ₁	0.0	0.00
C ₂	0.5	0.32
C ₃	1.5	0.96
C ₄	2.5	1.60
C ₅	3.5	2.24
C ₆	4.5	2.88
C ₇	6.0	3.84
C ₈	7.0	4.48
C ₉	8.0	5.12

Nota: el tratamiento C₁ corresponde al testigo con agua destilada

Se calculó la cantidad necesaria de sal para generar las conductividades eléctricas antes señaladas, así como un testigo con agua destilada, cuya concentración salina teórica correspondiente se exhibe en el Cuadro 3. No obstante que para todos los tipos salinos se empleó el mismo gradiente de conductividad eléctrica establecido y por ende, la misma concentración salina total donde la relación aniónica entre ellas fue distinta (Cuadro 2).

5.5 Preparación de las soluciones salinas

5.5.1 Sales puras

La cantidad requerida de las sales para preparar las soluciones de los distintos tratamientos, se determinó mediante la aplicación de la siguiente fórmula (Grijalva y Ríos, 1995):

$$1\text{mg L}^{-1} = \text{ppm} = 640 (\text{CE} \times 10^3)$$

Donde: ppm, es la concentración de sales en solución en partes por millón; (CE x 10³), es la conductividad eléctrica del extracto de saturación en mMhos cm⁻¹ ó dS m⁻¹ a 25 °C.

Las concentraciones de cada uno de los tratamientos se prepararon considerando que 0.640 g L⁻¹ generan una conductividad eléctrica teórica de 1.0 dS m⁻¹. Con esta base

se calculó la cantidad de sal necesaria para generar una conductividad eléctrica seleccionada para cada uno de los nueve tratamientos, incluido el testigo de agua destilada. Se emplearon sales grado reactivo J. T. Baker, la cantidad de sal pura en función de su grado de hidratación para preparar las soluciones de cada tratamiento se muestra en el Cuadro 4.

Cuadro 4. Cantidad de sal pura (g L^{-1}) utilizada para generar las conductividades eléctricas (CE) de los nueve tratamientos

Trat.	CE dS m^{-1}	Conc. g L^{-1}	SALES					
			NaCl	CaCl ₂ ·2H ₂ O	MgCl ₂ ·6H ₂ O	MgSO ₄ ·7H ₂ O	Na ₂ SO ₄	NaHCO ₃
C ₁	0.0	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.0
C ₂	0.5	0.32	0.32	0.42	0.68	0.65	0.32	0.32
C ₃	1.5	0.96	0.96	1.27	2.04	1.96	0.96	0.96
C ₄	2.5	1.60	1.60	2.11	3.41	3.27	1.60	1.6
C ₅	3.5	2.24	2.24	2.96	4.77	4.58	2.24	2.24
C ₆	4.5	2.88	2.88	3.81	6.14	5.89	2.88	2.88
C ₇	6.0	3.84	3.84	5.08	8.19	7.85	3.84	3.84
C ₈	7.0	4.48	4.48	5.93	9.55	9.16	4.48	4.48
C ₉	8.0	5.12	5.12	6.78	10.92	10.47	5.12	5.12

Trat. Tratamiento, CE Conductividad eléctrica, Conc. Concentración

5.5.2 Mezclas salinas

Para la preparación de los gradientes de los tipos salinos se adoptó el criterio expuesto por Escobar-Rebollar (1994), basado a su vez en la metodología del manual de Análisis Químico de Arinushkina (1970). Los diferentes tipos salinos se prepararon mezclando las sales puras: sulfato de magnesio (MgSO₄), cloruro de sodio (NaCl), cloruro de magnesio (MgCl₂), sulfato de sodio (Na₂SO₄) y bicarbonato de sodio (NaHCO₃); dependiendo de la mezcla salina.

Con base en las conductividades eléctricas teóricas definidas por Ríos-Gómez (comunicación personal), la concentración de cada uno de los tratamientos fue obtenida considerando el mismo criterio que para las sales puras, donde $0.640 \text{ g L}^{-1} = 1 \text{ dS m}^{-1}$ (Grijalva y Ríos 1995). Las cantidades de cada una de las sales se muestran en el cuadro 5 y se calcularon como se indica en el anexo en función de su grado de hidratación.

Cuadro 5. Cantidades de sal pura (g L^{-1}) utilizadas para generar las conductividades eléctricas (CE) de las mezclas salinas de los nueve tratamientos

Trat.	CE dS m^{-1}	Conc. g L^{-1}	Clorhídrica		Sulfático-clorhídrica		Clorhídrico-sulfática	
			NaCl	$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	NaCl	$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	NaCl	$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$
C ₁	0.0	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
C ₂	0.5	0.32	0.23	0.19	0.19	0.27	0.12	0.41
C ₃	1.5	0.96	0.68	0.57	0.57	0.80	0.35	1.24
C ₄	2.5	1.60	1.13	0.95	0.95	1.33	0.59	2.07
C ₅	3.5	2.24	1.57	1.33	1.33	1.87	0.82	2.89
C ₆	4.5	2.88	2.04	1.72	1.71	2.40	1.06	3.73
C ₇	6.0	3.84	2.72	2.29	2.28	3.20	1.41	4.97
C ₈	7.0	4.48	3.17	2.67	2.66	3.73	1.65	5.80
C ₉	8.0	5.12	3.62	3.05	3.04	4.27	1.88	6.62

Trat. Tratamiento, CE Conductividad eléctrica, Conc. Concentración

Trat.	CE Ds m^{-1}	Conc. g L^{-1}	Sulfática		Sulfático-sódica		
			NaCl	$\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$	Na_2SO_4	$\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	NaHCO_3
C ₁	0	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
C ₂	0.5	0.32	0.04	0.57	0.05	0.07	0.24
C ₃	1.5	0.96	0.12	1.72	0.15	0.21	0.71
C ₄	2.5	1.60	0.20	2.86	0.25	0.36	1.18
C ₅	3.5	2.24	0.28	4.00	0.35	0.50	1.65
C ₆	4.5	2.88	0.37	5.15	0.45	0.64	2.12
C ₇	6	3.84	0.49	6.86	0.59	0.86	2.84
C ₈	7	4.48	0.57	8.00	0.69	1.00	3.31
C ₉	8	5.12	0.65	9.15	0.79	1.15	3.78

Trat. Tratamiento, CE Conductividad eléctrica, Conc. Concentración

En ambos casos (sales puras y tipos salinos) se prepararon soluciones stock de las cuales se tomaron alícuotas, se aforaron con agua destilada hasta un volumen final de 2L (para un volumen requerido de 1850 mL). El volumen necesario para cada concentración del gradiente salino se obtuvo con la siguiente relación $V_1C_1 = V_2C_2$.

Después de preparar las soluciones salinas respectivas que constituyen a cada uno de los tratamientos, se procedió a medir su pH por medio de un potenciómetro BECKMAN modelo Miikt. J.T. Baker 3996 y la conductividad eléctrica con un conductímetro y puente de Wheatstone modelo Termo Orión PC18, el propósito fue advertir posteriormente si variaría la conductividad eléctrica registrada (experimental) respecto a la teórica esperada, así como su posible relación con el efecto salino en *Tecoma stans*. La medida de conductividad eléctrica (CE) de una solución permite establecer una aproximación cuantitativa de la cantidad de sales que contiene el agua o la solución de suelo, expresada en deciSiemens por metro (dS m^{-1}) o microSiemens por centímetro (mS cm^{-1})

5.6 Diseño experimental

Consistió en un arreglo de bloques al azar de 5 tipos de salinidad, 9 concentraciones y 5 repeticiones de cada concentración, generándose 225 unidades experimentales; y 6 sales puras, 9 concentraciones y 5 repeticiones, obteniéndose 270 unidades experimentales; dando así un total de 515 unidades experimentales, incluyendo un lote de 10 macetas utilizadas para cuantificar la pérdida de agua por evapotranspiración. El experimento se colocó y se desarrolló sobre bancales metálicos.

A cada unidad experimental (maceta) se agregaron 370 mL de la solución salina correspondiente, para así llevar la agrolita a capacidad de campo. El nivel de humedad y salinidad se mantuvo constante agregando cada 48 horas el volumen de agua destilada necesaria para reponer las pérdidas por evapotranspiración (de 23 a 46 mL). Estos valores se calcularon a partir del control de peso de un lote de 10 macetas acondicionadas de la misma forma que las anteriores, con agua destilada en lugar de solución salina, establecidas de forma paralela al trabajo principal y así registrar las pérdidas por evapotranspiración y con un cristizador para medir evaporación. Bajo estas condiciones se conservó el experimento por 30 días contados a partir del primer día de emergencia.

5.7 Registro de variables de respuesta

El efecto de la salinidad en la germinación se evaluó por conteo directo del número de semillas germinadas por día. La evaluación del porcentaje de emergencia se efectuó por conteo diario de las plántulas. El registro se suspendió cuando el número de plántulas se mantuvo constante durante tres días consecutivos. La evaluación se realizó mediante un conteo diario de plántulas que emergieron y concluyó cuando el número de plántulas fue constante.

De cada unidad se escogieron al azar 5 plántulas al azar a las cuales se les dio seguimiento a lo largo del experimento, en su crecimiento y cobertura foliar de hojas cotiledonares con un vernier. La altura de la plántula, se midió cada 48 horas. A partir del momento en que aparecieron las hojas se registró la fecha y cada 72 horas se midió el área foliar con un vernier, midiendo largo y ancho. Para calcular el área foliar, se obtuvo el producto de ambas medidas que fue multiplicado por el factor de corrección 0.75 (Kiesselbach, 1950). Al término del experimento se cosecharon las plántulas para registrar la biomasa fresca y seca de tallo y raíz. El corte para separar raíz de brotes, se realizó a nivel de cuello de la primera.

La biomasa fresca de raíz (BFR) y la biomasa fresca del tallo (BFT) se determinó con una balanza electrónica digital marca Ohaus con una precisión de 0.003g, las raíces fueron lavadas previamente, con agua corriente. Se colocaron en bolsas de papel estraza separando raíz de tallo y se secaron a 70 °C durante 48 horas en un horno Ríos-Rocha S.A. (No.181932). Transcurrido este tiempo se pesaron en la balanza digital para obtener el peso seco de raíz y vastago.

5.8 Evaluación del proceso germinativo

Con los registros obtenidos se realizaron gráficas de germinación acumulada y su evaluación se estimó con base en tres índices: capacidad germinativa, tiempo medio de germinación y valor germinativo o Índice de Maguire (Camacho 1994).

Capacidad germinativa (CG) o porcentaje de germinación final, es un índice que relaciona el total de plántulas obtenidas con el número de semillas sembradas, es utilizado como uno de los principales indicadores de la calidad germinativa de las semillas, su estimación se realiza de la siguiente forma.

$$CG = \frac{(A_e)(100)}{M}$$

Donde: CG = Capacidad germinativa

A_e = Germinación acumulada hasta la última evaluación

M = Total de semillas sembradas.

Tiempo medio de germinación (TMG), se trata de un índice que evalúa el tiempo en que las semillas germinan. A medida que este índice reduce su valor, el proceso de germinación es más veloz. Se determinó con la fórmula siguiente:

$$TGM = \frac{SPG}{SG}$$

Donde: TGM = Tiempo medio de germinación

SPG = Suma de puntos medios por germinaciones sencillas =

$$\frac{(T_i + T_0)}{2} \times G_i + \frac{(T_2 + T_i)}{2} \times G_2 + \dots + \frac{(T_e + T_{(e-1)})}{2} \times G_e = P_i \times G_i + P_2 \times G_2 \dots P_e \times G_e$$

SG = Suma de germinaciones sencillas ($G_1 + G_2 + G_e = A_e$)

Valor germinativo o índice de Maguire, según Camacho (1994), este índice representa el total acumulado de la tasa de germinaciones sencillas respecto al tiempo, sus valores van de 0 a 100 conforme se acercan a este último número, la calidad germinativa es mayor, este valor se calcula mediante la fórmula:

$$MG = \left(\frac{G_i}{T_i} + \frac{G_2}{T_2} \dots + \frac{G_e}{T_e} \right) \times \frac{100}{M}$$

Donde: MG = Valor germinativo o índice de Maguire

G = Germinación sencilla obtenida en la evaluación número i.

T = Tiempo transcurrido desde la siembra hasta la evaluación número i.

i = número de evaluaciones realizadas a partir del inicio de la germinación, toma valores desde 0 hasta "e".

e = Número total de evaluaciones realizadas durante el experimento

M = Cantidad de semillas sembradas

Para determinar la marca de clase que es el punto medio entre dos evaluaciones, se aplicó la fórmula:

$$P_i = \frac{(T_i + T_{(i-1)})}{2}$$

Donde: P_i = Punto medio

T_i = Tiempo transcurrido desde la siembra hasta la evaluación número i

$T_{(i-1)}$ = Tiempo transcurrido desde la siembra hasta la evaluación numero i-1.

5.9 Análisis estadístico

Con los datos obtenidos se realizó una correlación y regresión lineal entre las variables pH y la concentración de sales y mezclas salinas. Con el fin de conocer si había diferencias significativas entre tratamientos, para cada una de las variables de respuesta, se realizó un análisis de varianza de dos factores al 95% de confianza, en donde el primer factor fueron las 11 salinidades y el segundo las nueve concentraciones. Dado que los factores fueron significativamente diferentes, se realizó posteriormente una prueba de Tukey al 95% de confianza, para determinar cual(es) fue(ron) la(s) pareja(s) de media(s) que resulta(ron) diferente(s). Para los análisis se utilizó el programa STAGRAPHICS 5.0

VI. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

6.1 Conductividad eléctrica (CE) de las soluciones empleadas

En el Cuadro 6 aparecen los valores de CE a 25°C de las soluciones de sales puras y mezclas salinas a las que fueron expuestas las semillas de *Tecoma stans*. Con estos datos reales expresados en dS m^{-1} , se elaboraron curvas de regresión lineal (Fig. 3 y 4) en las que se relaciono este parámetro con la concentración en g L^{-1} de cada una de las soluciones.

Cuadro 6. CE (dS m^{-1}) de las soluciones salinas a las que fueron expuestas semillas y plántulas de *Tecoma stans*

Concentración	C ₁	C ₂	C ₃	C ₄	C ₅	C ₆	C ₇	C ₈	C ₉
g L ⁻¹	0.00	0.32	0.96	1.60	2.24	2.88	3.84	4.48	5.12
CE ideal	0.00	0.50	1.50	2.50	3.50	4.50	6.00	7.50	8.00
NaCl	0.09	0.55	1.55	2.59	3.54	4.73	5.99	7.28	7.50
CaCl ₂	0.09	0.50	1.49	2.46	3.45	4.38	5.62	5.68	6.56
MgCl ₂	0.09	0.65	1.77	2.83	3.87	4.80	5.18	5.98	8.63
MgSO ₄	0.09	0.54	1.33	2.05	2.89	4.07	5.21	6.47	6.88
Na ₂ SO ₄	0.09	0.42	1.18	1.88	2.60	3.24	4.16	5.00	6.09
NaHCO ₃	0.09	0.29	0.84	1.39	1.94	3.24	3.47	4.01	4.10
Clorhídrica	0.17	0.50	1.47	2.35	3.45	4.42	5.31	6.41	7.50
Sulfático-clorhídrica	0.17	0.50	1.38	2.18	3.01	3.88	5.17	6.64	6.80
Clorhídrico-sulfática	0.17	0.51	1.33	2.83	3.44	4.68	4.95	6.14	7.00
Sulfática	0.17	0.50	1.25	1.70	2.30	3.25	4.01	5.12	6.30
Sulfático-sódica	0.17	0.50	0.46	0.70	0.96	1.14	1.53	1.76	1.94

Se observó una relación lineal tanto para sales puras como para las mezclas salinas al graficar la concentración contra la CE ($r > 0.98$, en ambos casos, cuadro 7 y 8), estos resultados coinciden con los de Ye *et al.* (2005), quienes indican que la CE aumenta proporcionalmente con la concentración salina. Sin embargo, la CE de las sales puras y mezclas salinas es distinta a la misma concentración (Fig. 3 y 4), esto puede deberse a que la CE a su vez esta en función de varias propiedades como son: salinidad, solubilidad de la sal y temperatura (Corwin y Lesch, 2003), en el caso de las soluciones de las mezclas salinas, puede ser atribuido al grado de solvatación que adquieren los iones en solución, densidad de carga, radio iónico y concentración

de sales empleadas (Sanchez, 2003). Podemos sugerir que la CE depende además de la concentración de la composición iónica

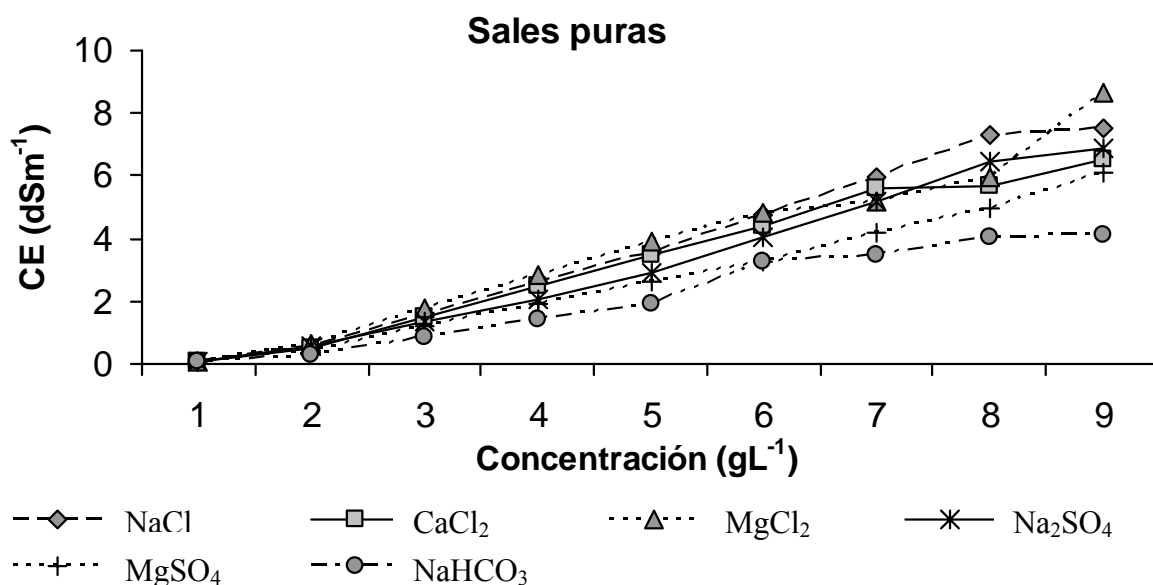


Figura 3. Relación de CE (dS m⁻¹) y concentración de sales puras (g L⁻¹) a las que fueron expuestas las semillas y plántulas de *Tecoma stans*

Cuadro 7. Ecuación y correlación de CE y concentración de sales puras aplicadas a semillas y plántulas *Tecoma stans*

Sal pura	Ecuación	r ²	r
NaCl	y = 1.014x	0.9895	0.9947
CaCl ₂	y = 0.860x	0.9871	0.9935
MgCl ₂	y = 0.982x	0.9695	0.9846
MgSO ₄	y = 0.912	0.9859	0.9929
Na ₂ SO ₄	y = 0.751x	0.9896	0.9948
NaHCO ₃	y = 0.5718	0.9697	0.9847

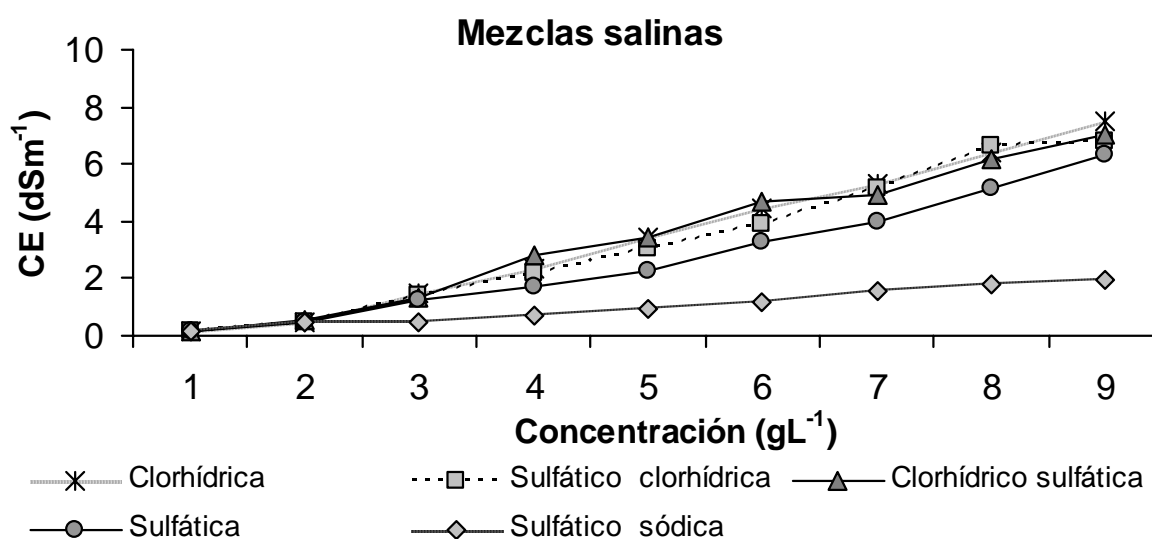


Figura 4. Relación de la CE (dS m⁻¹) y concentración de mezclas salinas (g L⁻¹) a las que fueron expuestas semillas y plántulas de *Tecoma stans*

Cuadro 8. Ecuación y correlación de CE con la concentración de las mezclas salinas aplicadas a semillas y plántulas de *Tecoma stans*

Mezcla salina	Ecuación	r ²	r
Clorhídrica	y = 0.946x	0.9935	0.9967
Sulfático-clorhídrica	y = 0.904x	0.9819	0.9909
Clorhídrico-sulfática	y = 0.888x	0.9888	0.9944
Sulfática	y = 0.757x	0.9745	0.9872
Sulfático-sódica	y = 0.224x	0.9772	0.9885

Las conductividades reales más altas registradas en sales puras se presentaron en el NaCl (y=1.0142x) y MgCl₂ (y=0.9823x); mientras que, para las mezclas salinas, en la salinidad clorhídrica (y=0.9467x) y sulfático-clorhídrica (y=0.9037x). Así mismo, las CE más bajas para sales puras se obtuvieron en el NaHCO₃ (y=0.5718x) y Na₂SO₄ (y=0.751) y para las mezclas salinas en la salinidad sulfático-sódica (y=0.224x) y la Sulfática (y=0.7575). Estos resultados coinciden con los de Escobar-Rebollar (1994), Sánchez (2003) y Ríos (2004). En general los valores más altos están representados por las sales de Cl⁻ y los más bajos por las sales de SO₄⁻² esto puede deberse a que se requieren más equivalentes de Cl⁻ que de SO₄⁻² para producir una

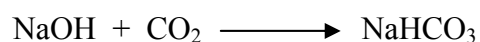
misma presión osmótica (Magistad *et al.*, 1943). El principal daño que causan las sales que generan altas CE en sus soluciones está relacionado con los efectos osmóticos (Ríos, 2004).

6.2 pH de las soluciones empleadas

En el Cuadro 9 se exhiben los valores de pH registrados para cada una de las sales y concentraciones empleadas en el desarrollo del experimento. Es necesario destacar que la C₁ corresponde al testigo, con agua destilada.

El pH del NaCl, CaCl₂, MgCl₂, MgSO₄ y Na₂SO₄, tienden a la neutralidad, estos resultados coinciden con los de Escobar- Rebollar (2003) y Ríos (2004).

Las soluciones de NaHCO₃ presentaron los valores más elevados de pH, entre 8.32 y 8.41, esta sal resultó ser la más dañina para el establecimiento de *Tecoma stans*. Sandoval (1995) argumenta que, como resultado de la hidrólisis de la sal de NaHCO₃ se provoca alta alcalinidad del medio. Por otro lado, Ríos (2004) sugiere que los altos valores alcalinos de las soluciones sódicas se deben a los procesos hidrolíticos que la sal de carbonato de sodio causa, de acuerdo a las siguientes reacciones:



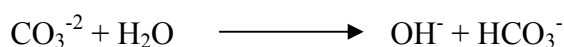
La presencia del ión OH⁻ es el causante de la alta alcalinidad de las soluciones de carbonato de sodio, pues el NaOH tiene alta afinidad para combinarse con el CO₂ del aire para formar NaHCO₃, iniciándose de nueva cuenta la serie de reacciones, cuyo producto final es la formación del Na₂CO₃.

Cuadro 9. pH de las soluciones salinas a las que fueron expuestas las semillas y plántulas de *Tecoma stans*.

Concentración	C ₁	C ₂	C ₃	C ₄	C ₅	C ₆	C ₇	C ₈	C ₉
g L ⁻¹	0.00	0.32	0.96	1.60	2.24	2.88	3.84	4.48	5.12
CE ideal	0.00	0.50	1.50	2.50	3.50	4.50	6.00	7.50	8.00
NaCl	6.10	6.80	6.57	6.67	6.67	6.85	6.64	6.62	6.40
CaCl ₂	6.10	6.32	6.35	6.40	6.36	6.44	6.43	7.23	7.41
MgCl ₂	6.10	6.54	6.56	6.66	6.60	6.65	6.66	7.30	7.60
MgSO ₄	6.10	6.52	6.71	6.89	6.93	6.99	7.02	7.34	7.45
Na ₂ SO ₄	6.10	6.76	6.70	6.70	6.62	6.62	6.70	7.23	7.60
NaHCO ₃	6.10	8.32	8.32	8.32	8.32	8.32	8.37	8.39	8.41
Clorhídrica	6.91	6.67	6.82	7.14	6.69	6.72	6.92	7.52	7.04
Sulfático clorhídrica	6.91	7.83	6.89	7.89	8.00	7.90	7.84	7.84	7.81
Clorhídrico sulfática	6.33	6.09	6.13	6.12	6.16	6.20	6.24	6.03	7.11
Sulfática	6.33	6.23	6.10	6.15	6.20	6.19	6.22	6.26	6.40
Sulfático sódica	6.33	6.38	7.59	6.84	7.12	8.24	8.36	8.10	8.33

De las mezclas salinas se encontró que la salinidad clorhídrica, clorhídrico-sulfática y sulfática tienden a la neutralidad, Escobar–Rebollar (2003) propone que esa tendencia se debe a que los tipos salinos son el resultado de mezclas de sales neutras de Cl⁻ y SO₄⁻².

La salinidad sulfático-sódica (6.33-8.36) y la sulfático clorhídrica (6.89-8.00) tienden a alcalinidad, en este caso, Escobar-Rebollar señalan que puede ser atribuido a la hidrólisis provocada por el ión CO₃⁻², de acuerdo con la siguiente reacción:



Sin embargo, la alcalinidad no alcanza valores tan altos debido a la presencia del ión Cl⁻

6.3 Evaluación del proceso germinativo

6.3.1 Capacidad germinativa (CG)

Con los datos obtenidos, se calculó la capacidad germinativa de *Tecoma stans*, las cuales se muestran en los Cuadros 10 y 11.

Cuadro 10. Capacidad germinativa de *Tecoma stans* con soluciones de sales puras a diferentes concentraciones

Concentración	NaCl	Na ₂ SO ₄	MgSO ₄	MgCl ₂	CaCl ₂	NaHCO ₃
C ₁	90 ^{Aa}	90 ^{Aa}	86 ^{Aab}	90 ^{Aa}	84 ^{Aab}	92 ^{Aa}
C ₂	94 ^{Aa}	88 ^{Aa}	92 ^{Aab}	94 ^{Aa}	92 ^{Aa}	22 ^{Bb}
C ₃	82 ^{Abab}	68 ^{Bb}	96 ^{Aa}	80 ^{ABa}	76 ^{ABabc}	18 ^{Cb}
C ₄	82 ^{Abab}	76 ^{ABab}	90 ^{Aab}	82 ^{ABa}	60 ^{Bbcd}	16 ^{Cbc}
C ₅	82 ^{ABab}	90 ^{Aa}	74 ^{ABbc}	86 ^{ABa}	56 ^{Bcd}	14 ^{Cbc}
C ₆	68 ^{Abb}	90 ^{Aa}	66 ^{Abc}	80 ^{ABa}	62 ^{Bbcd}	16 ^{Cbc}
C ₇	66 ^{Bb}	90 ^{Aa}	40 ^{Cd}	50 ^{BCa}	50 ^{BCd}	0
C ₈	0	0	0	0	0	0
C ₉	0	0	0	0	0	0

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

Cuadro 11. Capacidad germinativa de *Tecoma stans* con soluciones de mezclas salinas a diferentes concentraciones

Concentración	Clorhídrica	Sulfático-clorhídrica	Clorhídrico-sulfática	Sulfática	Sulfatito-sódica
C ₁	96 ^{Aa}	100 ^{Aa}	100 ^{Aa}	100 ^{Aa}	100 ^{Aa}
C ₂	68 ^{Ba}	100 ^{Aa}	98 ^{Aab}	100 ^{Aa}	100 ^{Aa}
C ₃	68 ^{Ba}	98 ^{Aab}	96 ^{Aabc}	100 ^{Aa}	100 ^{Aa}
C ₄	80 ^{Aa}	96 ^{Aab}	94 ^{Aabc}	100 ^{Aa}	100 ^{Aa}
C ₅	80 ^{Ba}	90 ^{ABab}	84 ^{Abbcd}	100 ^{Aa}	100 ^{Aa}
C ₆	100 ^{Aa}	84 ^{Bbc}	74 ^{Bd}	100 ^{Aa}	100 ^{Aa}
C ₇	78 ^{Aa}	70 ^{AcD}	74 ^{Ad}	84 ^{Ab}	100 ^{Ba}
C ₈	60 ^{Aab}	68 ^{Adc}	82 ^{ABcd}	66 ^{Ac}	100 ^{Ba}
C ₉	24 ^{Cb}	54 ^{Ae}	58 ^{Ae}	60 ^{Ac}	100 ^{Ba}

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

Para el caso de las sales puras la germinación fue completamente inhibida en las concentraciones C₈ y C₉ correspondientes a 7.0 y 8.0 dS m⁻¹, así mismo, el NaHCO₃ inhibió la

germinación en un 80% o más ($\alpha=95\%$) desde la C_2 que equivale a 0.5 dS m^{-1} . Las sales de cloro mantuvieron buena CG por lo menos hasta la C_5 en NaCl y MgCl y hasta la C_3 , en CaCl_2 , así mismo, las sales de sulfato presentan una buena CG por lo menos hasta la C_5 correspondiente a 3.5 dS m^{-1} . Una buena CG significa 70% o más (Escobar-Rebollar, 1994)

Para todas las mezclas salinas los valores de CG más bajos (entre 82 y 60%) se registraron en la C_8 , excepto para la salinidad sulfático-sódica, donde se obtuvo un 100% de CG en todas las concentraciones. También se encontró que la germinación de semillas, se ve favorecida a medida que la concentración de sulfato en el medio radical se incrementó.

El efecto perjudicial del NaHCO_3 en la CG de *Tecoma stans* (Fig. 5), es atribuido a la alcalinidad que esta sal produce en el medio, el efecto del ión específico producido por el ión sodio y al efecto osmótico (Saied *et al.*, 2005 y Maggio *et al.*, 2007). Se considera que el sodio interfiere en el desarrollo del embrión para dar origen a la plántula y en el metabolismo de las reservas de los órganos de almacén (Koyro, 2004), así mismo estos efectos se incrementaron conforme la concentración fue mayor. Los resultado coinciden con lo descrito por Escobar (1994) quien plantea que los bicarbonatos son mucho más tóxicos que los cloruros y los sulfatos, durante la etapa de germinación, del mismo modo, se menciona que los cloruros tienen mayor capacidad de inhibición en la germinación, crecimiento y desarrollo que los sulfatos.

En cuanto al efecto producido por las sales de cloro y sulfato, Al-Khateeb (2006) atribuye la inhibición de la germinación a efectos directos en el crecimiento del embrión, así mismo Poljakoff-Mayber *et al.* (1994), sugieren que el retraso de la germinación se debe a que las sales inhiben fuertemente el crecimiento de los ejes axiales del embrión. Espinar *et al* (2006) argumentan que este estrés ocasiona el incremento del potencial osmótico en el medio reduciendo la imbibición por parte de la semilla, es decir, la presión osmótica de la solución en la que se encuentra la semilla, es más alta que la presente en las células de la testa, por esta razón, el endospermo y el embrión de las semillas de *Tecoma stans* no puede obtener el agua necesaria para su germinación.

Se observó que el daño producido por la sal en la capacidad germinativa, fue mucho menor en las semillas expuestas a mezclas salinas con respecto a las expuestas a sales puras ($\alpha=95\%$). Gili *et al.* (2004) atribuyen este efecto a que en un medio de estrés salino no sólo la fuerza iónica es determinante para el desarrollo de la especie vegetal, sino también el tipo de sales presente en el medio, es por ello que la toxicidad del ión específico disminuye cuando se

exponen las semillas a mezclas salinas comparativamente hablando a lo que ocurre cuando son expuestas a sales puras.

Se encontró que la respuesta en las diferentes concentraciones para las sales de sulfato, presentan un comportamiento semejante aunque cuantitativamente diferente, esto no ocurre cuando el anión acompañante de la sal es el cloruro, en donde se observa una mayor dispersión en la respuesta de germinación y un comportamiento variable de ésta frente a las diferentes concentraciones de una misma sal (Fig. 5 y 6). Es posible que la variabilidad que se presenta en la germinación frente a las concentraciones y sales de cloruro, se deba a la toxicidad del ión Cl. En general se observó que la germinación se redujo y se retardo a medida que la concentración de sales se incrementó en el medio, excepto en la salinidad sulfático-sódica, estos resultados coinciden con los encontrados por Grijalva y Ríos (1995) para el *Phaseolus vulgaris*.

En la Fig. 5 se observan los gráficos de porcentaje de germinación para cada una de las sales puras, en ellos se observa que en las sales de sulfato (Na_2SO_4 y MgSO_4) la germinación a diferentes concentraciones es más homogénea que la obtenida con las sales de cloro (NaCl , MgCl_2 y CaCl_2), en donde a medida que la concentración y el tiempo aumentan, disminuye el porcentaje de germinación, este mismo efecto se presenta en la sal de NaHCO_3 , pero más acentuado. En la Fig. 6 se muestran los gráficos de porcentaje de germinación para las mezclas salinas, en las salinidades donde predominan las sales de sulfato (sulfático-sódica, sulfática y sulfático clorhídrica), el porcentaje de germinación es homogéneo, esto no ocurre en las salinidades en las que el ión cloruro es predominante (clorhídrica y clorhídrico-sulfática), en las que se encontró a lo largo del tiempo que a mayor concentración, el porcentaje de germinación disminuye.

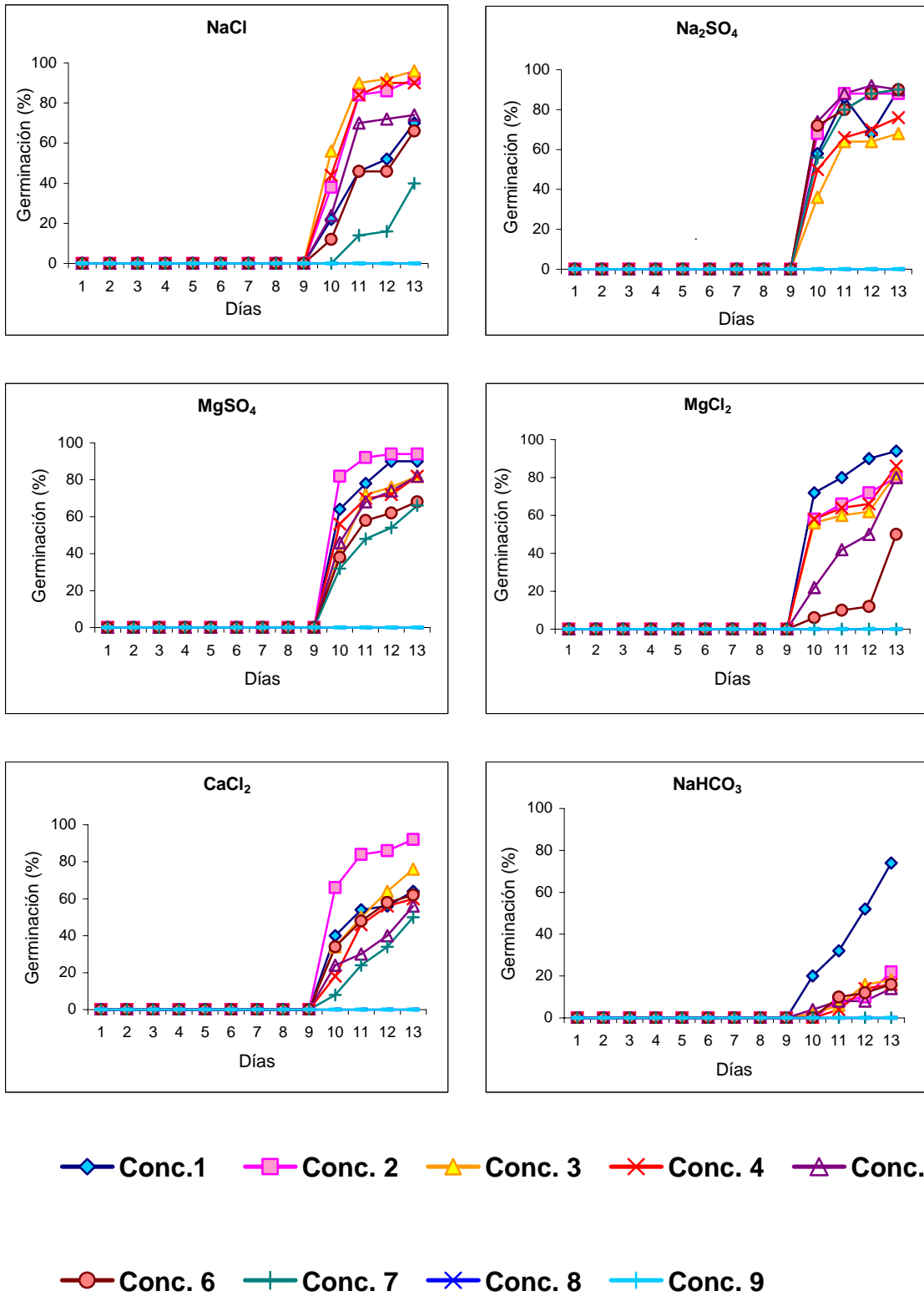


Figura 5. Efecto de las sales puras en el porcentaje de germinación de semillas de *Tecoma stans*.

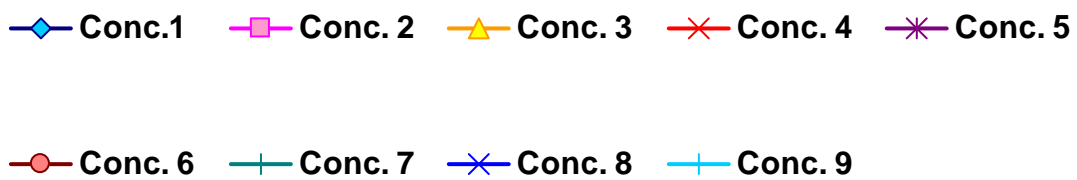
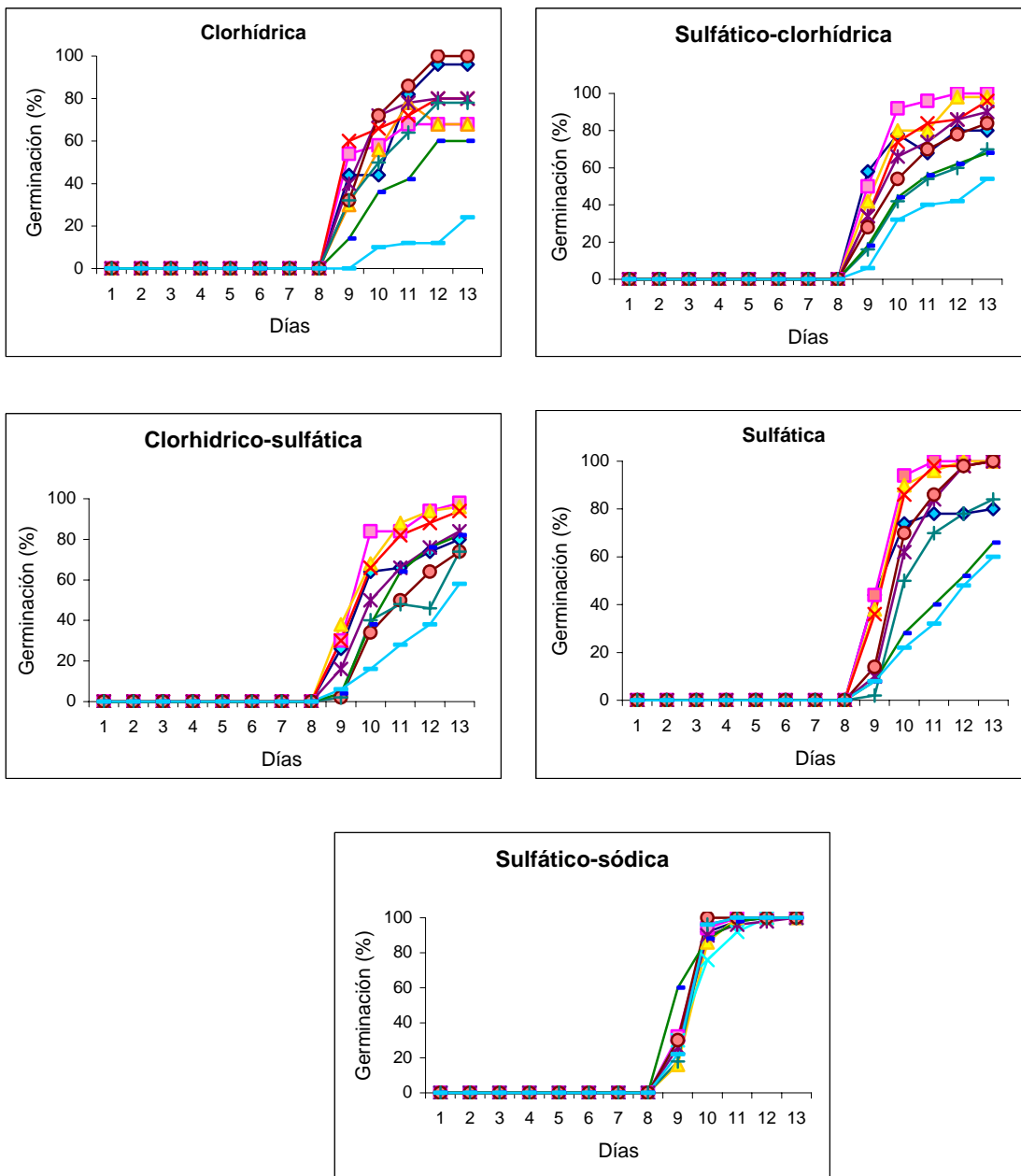


Figura 6. Efecto de las mezclas salinas en el porcentaje de germinación de semillas de *Tecoma stans*.

6.3.2 Tiempo medio de germinación (TMG)

Los valores promedio obtenidos al realizar las pruebas de TMG se muestran en los Cuadro 12 y 13 para sales puras y mezclas salinas respectivamente. Se tomó como referencia el establecimiento de las unidades experimentales, se encontró que la germinación comenzó a registrarse a los 11 días en sales puras y a los 9 en las mezclas salinas, es decir, las sales puras son más dañinas que las mezclas, pues retardaron en 48 horas el inicio de la germinación a excepción de la C₈ y C₉ donde el proceso de germinación se inhibió completamente. En general se observa que entre mayor es la concentración salina a la que son expuesta las semillas de *Tecoma stans*, mayor es el TMG.

Cuadro 12. Tiempo Medio de Germinación (días) de semillas de *Tecoma stans* en soluciones de sales puras a diferentes concentraciones

Concentración	NaCl	Na ₂ SO ₄	MgSO ₄	MgCl ₂	CaCl ₂	NaHCO ₃
C ₁	8.92 ^{Aab}	8.84 ^{Aab}	9.64 ^{Abc}	9.82 ^{Ab}	9.21 ^{Aa}	8.24 ^{Aa}
C ₂	8.66 ^{Ab}	8.89 ^{Aab}	9.17 ^{Aab}	8.92 ^{Aa}	8.99 ^{Aa}	8.75 ^{Aa}
C ₃	9.25 ^{Aa}	9.09 ^{Aa}	9.03 ^{Aa}	9.05 ^{Aa}	9.55 ^{ABab}	10.10 ^{Bb}
C ₄	8.94 ^{Aab}	9.00 ^{Aab}	9.07 ^{ABa}	9.21 ^{ABa}	9.62 ^{Bab}	10.50 ^{Cb}
C ₅	9.12 ^{Aa}	8.73 ^{Ab}	9.12 ^{Aab}	9.35 ^{Aa}	10.03 ^{Ab}	9.00 ^{Bb}
C ₆	9.18 ^{Ca}	8.85 ^{Cab}	9.83 ^{ABc}	10.10 ^{Ab}	9.32 ^{Bca}	9.92 ^{ABb}
C ₇	9.31 ^{Ca}	8.96 ^{Cab}	10.68 ^{ABd}	10.83 ^{Ac}	10.04 ^{Bb}	0.00
C ₈	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
C ₉	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

Las sales puras que presentan un daño menor en el TMG son el NaCl y el Na₂SO₄ como se observa en el Cuadro 12 en el se muestra que no hay diferencias significativas a lo largo del gradiente de concentraciones con respecto al testigo ($\alpha=95\%$). Contrario al comportamiento observado en las sales mencionadas, el NaHCO₃ desde la C₃ aumenta el TMG, esto sitúa a la sal como la que más afecta al proceso germinativo. Finalmente el resto de las sales puras producen un efecto intermedio en el TMG de las semillas de *T. stans*

Cuadro 13. Tiempo Medio de Germinación (días) de semillas de *Tecoma stans* en soluciones de mezclas salinas a diferentes concentraciones

Concentración	Clorhídrica	Sulfático-Clorhídrica	Clorhídrico-sulfática	Sulfática	Sulfatito-sódica
C ₁	8.14 ^{Aabc}	7.60 ^{Aa}	9.32 ^{Aabc}	7.70 ^{Aa}	8.88 ^{Aab}
C ₂	6.16 ^{Bbc}	7.22 ^{ABa}	9.12 ^{Abc}	7.50 ^{ABa}	8.23 ^{Aab}
C ₃	9.36 ^{Aa}	8.02 ^{Aab}	8.50 ^{Ac}	8.32 ^{Aab}	9.82 ^{Aa}
C ₄	5.33 ^{Bc}	8.68 ^{Aabc}	9.11 ^{Abc}	7.82 ^{ABa}	9.19 ^{Aab}
C ₅	7.78 ^{Cabc}	9.03 ^{BCabc}	10.50 ^{Aabc}	10.69 ^{Aab}	9.20 ^{Bab}
C ₆	9.28 ^{Aa}	9.94 ^{ABbcd}	11.95 ^{Bab}	10.42 ^{ABab}	8.70 ^{Aab}
C ₇	9.13 ^{Aab}	10.02 ^{Acd}	12.04 ^{Ba}	11.47 ^{Bb}	9.50 ^{Aab}
C ₈	8.25 ^{Ababc}	9.98 ^{ABbcd}	11.59 ^{Aab}	11.34 ^{Ab}	7.16 ^{Bb}
C ₉	12.87 ^{Ad}	11.23 ^{Ad}	9.76 ^{Aabc}	9.51 ^{Aab}	7.52 ^{Aab}

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

La salinidad Sulfático-sódica y Clorhídrico-sulfático tuvieron un efecto similar en el TMG, en las dos salinidades se encontró la mejor respuesta ya que en ambos casos no difieren significativamente con respecto al testigo ($\alpha=95\%$) a lo largo del gradiente de concentraciones, este daño fue incrementándose con la concentración para los tipos salinos Clorhídrico, Sulfático y sulfático-clorhídrico desde la C₉, C₇ y C₆ respectivamente, lo cual ubica a la salinidad sulfático-clorhídrica como la más perjudicial para el desarrollo de esta variable (Cuadro 13).

De acuerdo con Camacho (1994), a medida que se reduce el tiempo de germinación, los cultivos se establecen mejor y aprovechan más la etapa de crecimiento, por lo menos con las sales de NaCl y Na₂SO₄ y en las salinidades Sulfático-sódico y Clorhídrico-sulfático se presenta el TMG más bajo ($\alpha=95\%$) entre 7.60 y 8.90 a lo largo de un gradiente de concentraciones, estos resultados indican que existe probabilidad de que las plántulas se establezcan con éxito en un ambiente que presente estas condiciones de estrés salino.

El retardo en el tiempo de germinación que provoca la sal de NaHCO₃ y el tipo salino sulfático-clorhídrico al incrementar la salinidad fue observado también por Espinar *et al* (2006) en *Juncus subulatus*, al respecto menciona que el incremento en la salinidad conduce a la reducción o retraso en la germinación de las semillas, debido a que las sales disminuyen la toma de agua (imbibición) inhibiendo con ello la germinación. Por otro lado, la disminución del TMG es el resultado de la inhibición en el metabolismo debido a la falta de reservas que no son translocadas a las regiones de crecimiento del embrión (Ashraf y Orooj, 2006)

En las semillas de *Tecoma stans* expuestas al $MgSO_4$, $MgCl$ y $CaCl_2$ (Fig. 7) el TMG disminuye conforme aumenta la concentración, se observa que hay un retardo moderado en su germinación. Los tipos salinos clorhídrico y sulfático (Fig.8) producen un efecto en el TMG de escaso a moderado, esto indica una lenta germinación debido a que la presión osmótica alta produce lenta imbibición de agua por parte de la semillas (Soltani *et al.*, 2006).

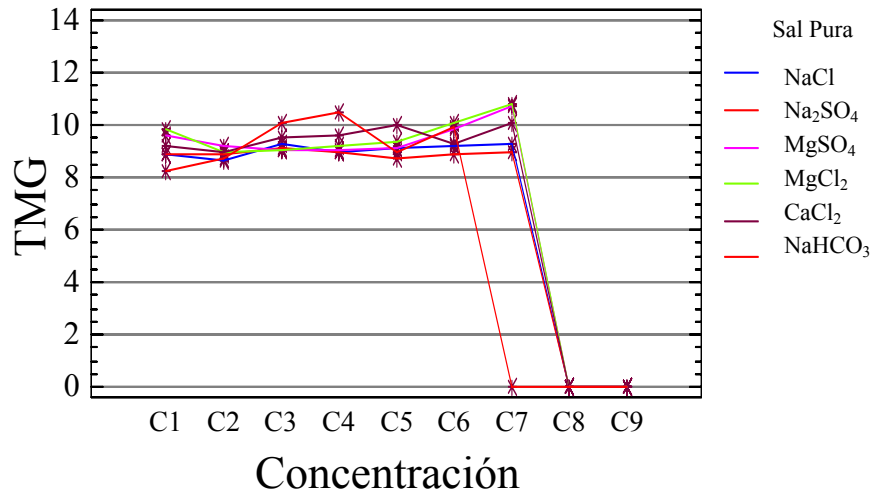


Figura 7. Interacción entre TMG y sales puras a diferentes concentraciones, en semillas de *Tecoma stans*

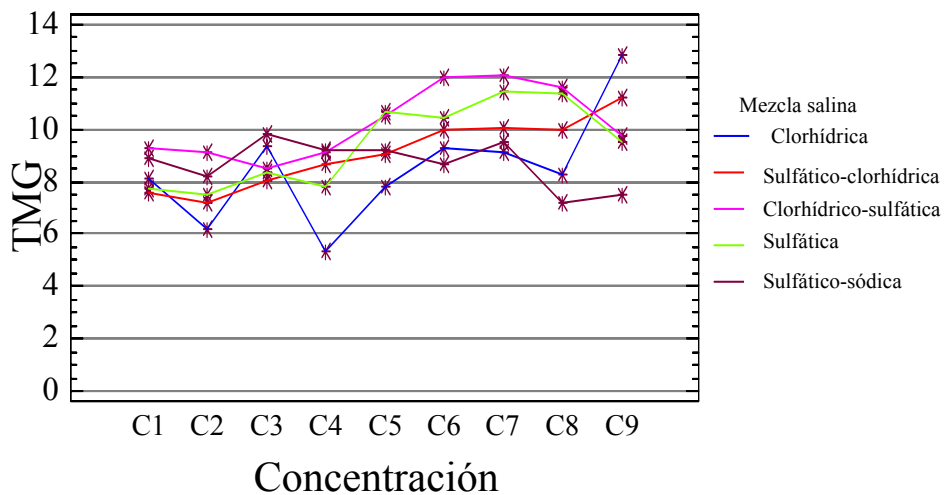


Figura 8. Interacción entre TMG y mezclas salinas a diferentes concentraciones, en semillas de *Tecoma stans*

6.3.3 Índice de Maguire (MG)

El índice de Maguire integra la capacidad germinativa y el tiempo medio de germinación y es un indicador de la calidad del proceso germinativo, cuanto más cercano es a 100, mayor es la calidad de la semilla (Camacho 1994); cabe destacar que esta cercanía depende de la especie, por tal motivo, en este trabajo se toma como comportamiento óptimo el valor de MG del testigo (C₁). Tales valores pueden observarse en los Cuadros 14 y 15 para sales puras y mezclas salinas respectivamente.

Cuadro 14. Índice de Maguire de plántulas de *Tecoma stans* en soluciones de sales puras a diferentes concentraciones

Concentración	NaCl	Na ₂ SO ₄	MgSO ₄	MgCl ₂	CaCl ₂	NaHCO ₃
C ₁	9.60 ^{Aac}	9.41 ^{Aab}	8.38 ^{Aab}	8.84 ^{Aab}	8.83 ^{Aac}	8.74 ^{Aa}
C ₂	10.29 ^{Ac}	9.89 ^{Aa}	9.34 ^{Aab}	10.04 ^{Aa}	9.82 ^{Ac}	1.98 ^{Bb}
C ₃	8.67 ^{ABabc}	6.97 ^{Ac}	10.14 ^{Ba}	8.46 ^{ABab}	7.65 ^{Aabc}	1.70 ^{Cb}
C ₄	8.30 ^{ABab}	7.69 ^{ABbc}	9.43 ^{Aab}	8.47 ^{ABab}	6.21 ^{Babd}	1.48 ^{Cb}
C ₅	8.36 ^{ABab}	9.99 ^{Aa}	7.62 ^{ABbc}	9.07 ^{Aab}	5.51 ^{Bbd}	0.84 ^{Cbc}
C ₆	7.09 ^{Abd}	9.69 ^{Bab}	6.23 ^{Ac}	7.67 ^{Abb}	6.42 ^{Aabd}	1.85 ^{Cb}
C ₇	6.37 ^{Bd}	9.35 ^{Aab}	3.58 ^{Cd}	4.42 ^{Cc}	4.73 ^{BCd}	0.00 ^{Dc}
C ₈	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
C ₉	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

Para el caso del MG en las sales puras se observó que la sal de Na₂SO₄ no difiere estadísticamente con respecto al testigo ($\alpha=95\%$) a lo largo del gradiente de concentraciones, esta repuesta es seguida por la sal de MgCl y CaCl₂, las cuales comienzan a presentar una disminución a partir de la C₇, que equivale a la CE de 6.0 dS m⁻¹. Por otra parte, las sales de NaCl y MgSO₄ tuvieron una respuesta menos favorable que las anteriores, por último la respuesta más desfavorable se obtuvo en el NaHCO₃ desde la concentración C₂ que equivale a 0.5 dS m⁻¹, hasta la C₆ correspondiente a 4.5 dS m⁻¹ (con MG de 1.98 a 1.85).

Cuadro 15. Índice de Maguire de plántulas de *Tecoma stans* en soluciones de mezclas salinas a diferentes concentraciones

Concentración	Clorhídrica	Sulfático-Clorhídrica	Clorhídrico-sulfática	Sulfática	Sulfático-sódica
C ₁	11.12 ^{Aa}	11.54 ^{Aa}	11.08 ^{Aa}	11.68 ^{Aa}	11.42 ^{ABab}
C ₂	9.08 ^{Aab}	10.79 ^{Aab}	10.50 ^{Aab}	10.77 ^{Aab}	9.93 ^{Aa}
C ₃	8.84 ^{Aab}	10.38 ^{ABab}	10.43 ^{ABab}	11.31 ^{Ba}	11.18 ^{ABab}
C ₄	9.92 ^{Aab}	9.64 ^{Aab}	8.91 ^{Abc}	9.87 ^{Aab}	10.99 ^{Aab}
C ₅	9.54 ^{ABab}	10.03 ^{ABab}	8.85 ^{Bbc}	10.07 ^{ABab}	11.31 ^{Aab}
C ₆	11.12 ^{ABa}	9.22 ^{BCbc}	7.51 ^{Cc}	10.83 ^{ABab}	11.53 ^{Aab}
C ₇	9.25 ^{Bab}	6.89 ^{Ad}	7.68 ^{Abc}	8.41 ^{ABbc}	11.32 ^{Cab}
C ₈	6.43 ^{Abc}	7.38 ^{Acd}	8.47 ^{Abc}	6.68 ^{Acd}	11.79 ^{Bb}
C ₉	3.14 ^{Ac}	5.62 ^{Ad}	5.09 ^{Ad}	5.27 ^{Ad}	11.37 ^{Bab}

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

En los tipos salinos se observa que la salinidad sulfático-sódica es la que menos afecta al MG, se encontró un 100% de germinación y el TMG más bajo en todas las concentraciones, esto la ubica como la sal más favorable y difiere significativamente con respecto al testigo de los demás tipos salinos. Le sigue en efecto benéfico de acuerdo con el MG y en orden decreciente los tipos salinos: clorhídrico, sulfático, sulfático-clorhídrico y clorhídrico-sulfático (Cuadro 15).

Las sales puras en general muestran un MG menor al de los tipos salinos, atribuido esto a la expresión del ión específico, en ambos casos la salinidad en donde predomina el SO_4^{2-} presentó una mejor respuesta que al predominar el Cl⁻. Hasta ahora lo que se sabe de la disminución del MG puede ser explicado de dos formas, por un lado, Soltani *et al.* (2006) argumentan que la disminución en la germinación se debe a que la semilla, al iniciar el proceso de imbibición no se permite la correcta translocación de las reservas que hasta este momento se encuentran ya sea en el endospermo o la testa y que irían hacia el embrión, para que este a su vez se desarrolle con normalidad. Por otro lado, Renault *et al.* (2001) y Demiral y Türkan (2006) sugieren que algunas enzimas implicadas en el movimiento de estas reservas hacia el embrión, son afectadas por la presencia de sales en altas concentraciones.

6.4 Desarrollo de la plántula

6.4.1 Altura de la plántula

La altura de las plántulas de *Tecoma stans* fue evaluada durante 28 días, con los datos recabados y la ayuda del programa Stat graphics, se obtuvieron los resultados que se presentan en el Cuadro 16 y 17 para sales puras y tipos salinos, respectivamente.

Cuadro 16. Altura de la plántula (cm) de *Tecoma stans* en soluciones de sales puras a diferentes concentraciones

Conc.	NaCl	Na ₂ SO ₄	MgSO ₄	MgCl ₂	CaCl ₂	NaHCO ₃
C ₁	2.03 ^{Aac}	2.02 ^{Ab}	1.88 ^{Aa}	2.37 ^{Aa}	2.04 ^{Aa}	2.07 ^{Aa}
C ₂	2.21 ^{Ac}	1.74 ^{Bab}	1.73 ^{Ba}	1.73 ^{Bb}	1.22 ^{Cb}	0.29 ^{Cb}
C ₃	1.74 ^{Aabc}	1.63 ^{Aba}	1.61 ^{ABa}	1.61 ^{ABb}	1.23 ^{Bb}	0.19 ^{Cbc}
C ₄	1.54 ^{ABab}	1.59 ^{Aa}	1.26 ^{ABd}	1.40 ^{ABb}	1.04 ^{Bbc}	0.13 ^{Cbc}
C ₅	1.63 ^{Aab}	1.48 ^{Aa}	0.80 ^{Bb}	0.80 ^{Bc}	0.61 ^{Bd}	0.09 ^{Cbc}
C ₆	1.55 ^{Aab}	1.55 ^{Aa}	0.61 ^{Bbc}	0.79 ^{Bc}	0.74 ^{Bcd}	0.00 ^C
C ₇	1.35 ^{Ab}	1.49 ^{Aa}	0.37 ^{Bc}	0.40 ^{Bcd}	0.38 ^{Bde}	0.00 ^B
C ₈	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
C ₉	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

Cuadro 17. Altura de la plántula (cm) de *Tecoma stans* en soluciones de mezclas salinas a diferentes concentraciones

Conc.	Clorhídrica	Sulfático-Clorhídrica	Clorhídrico-sulfática	Sulfática	Sulfático-sódica
C ₁	2.12 ^{Aa}	1.96 ^{Aa}	1.97 ^{Aab}	2.03 ^{Aa}	2.02 ^{Abcd}
C ₂	1.85 ^{Aab}	1.97 ^{Aa}	2.14 ^{Aa}	2.00 ^{Aa}	2.13 ^{Aabcd}
C ₃	1.60 ^{Bbc}	1.91 ^{ABa}	1.87 ^{ABab}	2.06 ^{Aa}	2.14 ^{Aabc}
C ₄	1.55 ^{Bbc}	1.97 ^{Aa}	1.73 ^{ABbc}	1.51 ^{Bb}	1.82 ^{ABd}
C ₅	1.56 ^{Bbc}	2.03 ^{Aa}	1.57 ^{Bc}	0.97 ^{Cc}	2.29 ^{Aab}
C ₆	1.82 ^{Aab}	1.37 ^{Bb}	1.26 ^{Bd}	0.65 ^{Cd}	2.10 ^{Abcd}
C ₇	1.39 ^{Bc}	1.17 ^{Bbc}	1.03 ^{BCd}	0.63 ^{Cd}	1.97 ^{Acd}
C ₈	0.91 ^{Bd}	1.19 ^{Bbc}	1.15 ^{Bd}	0.10 ^{Ce}	2.41 ^{Aa}
C ₉	0.18 ^{Be}	1.01 ^{Dc}	0.47 ^{Ce}	0.23 ^{CDe}	2.11 ^{Aabcd}

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

Para el caso de las sales puras se observó que el NaCl disminuye la talla de las plántulas con respecto al testigo desde la C₇, es por lo tanto, esta sal la menos dañina, ya que estadísticamente ($\alpha=95\%$) muestra los valores más altos; las sales de Na₂SO₄ y MgSO₄

disminuyen la talla de *T. stans* desde la C₄, esta disminución ocurre también pero en menor grado en las sales de MgCl, CaCl₂ y NaHCO₃ desde la concentración C₂. De estas tres últimas sales, el NaHCO₃ es la sal que presenta los valores más bajos para este parámetro, lo cual la ubica como la sal más perjudicial para el desarrollo de las plántulas de *Tecoma stans* (Fig.9).

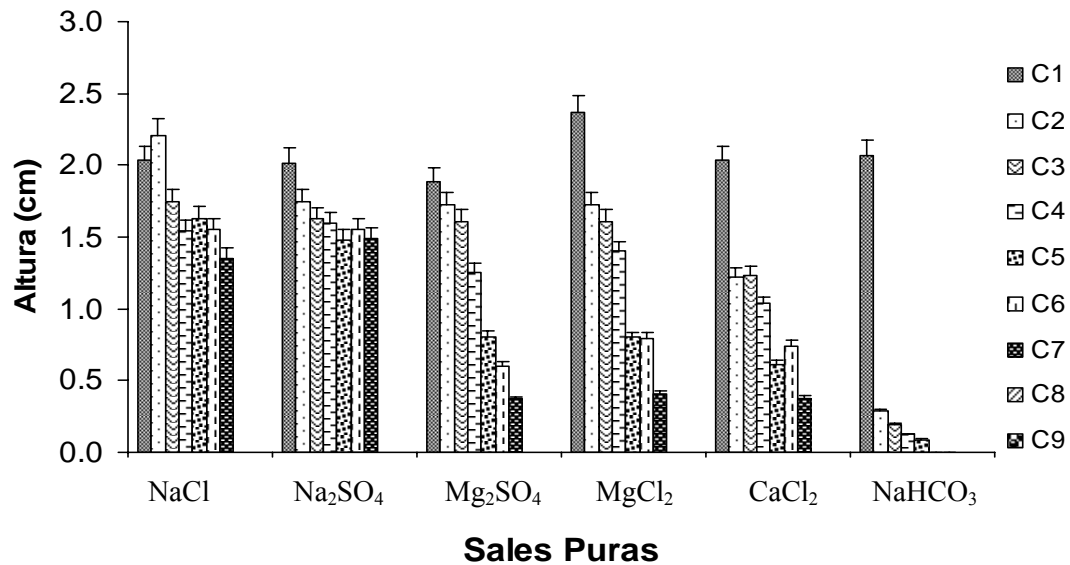


Figura 9. Alturas de las plántulas de *Tecoma stans*, expuestas a sales puras y diferentes concentraciones

En el caso de los mezclas salinas, la salinidad menos perjudicial es la sulfático-sódica dado que no hay diferencias significativas ($\alpha=95\%$) en la talla a lo largo de un gradiente de concentraciones hasta 8 dS m^{-1} , seguido en orden descendiente por la mezcla salina Sulfático-clorhídrica desde la C₆, clorhídrica-sulfático desde la C₅, sulfática desde la C₄ y por último la mezcla salina clorhídrica desde la C₃. En general se observó que para las mezclas salinas las sales de sulfato presentan más altos valores que las sales de cloro (Fig.10).

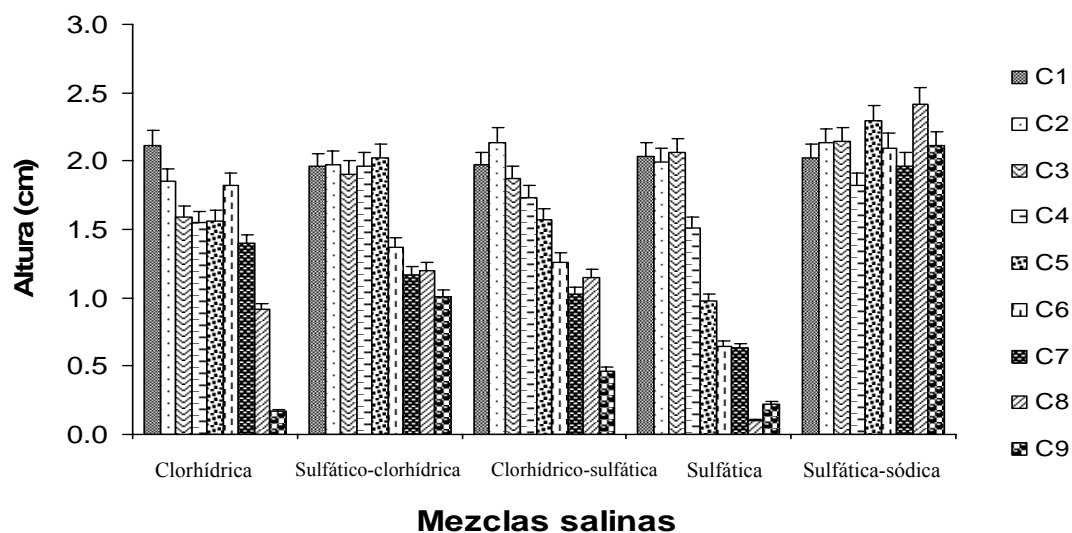


Figura 10. Alturas en las plántulas de *Tecoma stans* expuestas a mezclas salinas y diferentes concentraciones

De acuerdo con Renault *et al.*, (2001), los efectos de la salinidad en el crecimiento de la plántula dependen de la especie. Varios son las causas por las cuales una especie vegetal disminuye el crecimiento del vástago durante la exposición a estrés salino. Zhu (2001) plantea que la disminución ocasionada por las sales de cloro es una respuesta adaptativa de la especie que le permite contar con otros recursos como reservas de energía. Sin embargo, estas reservas de energía pueden ser utilizadas en algún mecanismo que le permita eludir los efectos de la salinidad, tales como: la excreción de la sal Saied *et al.* (2005), la compartimentación de los iones tóxicos en las vacuolas (Pardo y Quintero 2002), síntesis de solutos compatibles, ajuste osmótico (Demiral y Türkan. 2006) o cualquier otro mecanismo para la tolerancia a la sal. Al respecto Koyro (2006), menciona que la demanda de energía de estos mecanismos es tan alta como para limitar fuertemente el crecimiento de la plántula.

De los mecanismos anteriores el que mejor se ajusta como estrategia utilizada por *Tecoma stans* para evitar el efecto tóxico de la salinidad es la compartimentación, es decir la acumulación de sales en la vacuola. Ninguno de los mecanismos restantes se ajusta, pues esta especie carece de glándulas secretoras de sal, no es una planta suculenta, tampoco se observó que dedicara energía para la síntesis de metabolitos de bajo peso molecular como glicibetaina y la prolina, osmolitos que no perturban las funciones enzimáticas y que mantienen constantes la absorción de agua, lo que no origina suculencia (Demiral y Türkan, 2006).

Las sales en las que mejor respondió *Tecoma stans* fueron los sulfatos, tanto en sales puras como en mezclas salinas, sin embargo, las sales puras manifestaron un efecto más

perjudicial que las mezclas salinas. Desde luego cuando la concentración es mayor que 7 dS m⁻¹ para sales puras, mientras que, para las mezclas salinas se observó tolerancia en todo el intervalo de concentraciones probada (hasta 8 dS m⁻¹). Cabe señalar que en estas sales y mezclas los cationes acompañantes son el Na⁺ y el Mg²⁺, ambos considerados como tóxicos a altas concentraciones, esencialmente el Na; al ser *Tecoma stans* tolerante a las sales de sulfato y a los cationes tóxicos (Na⁺ y Mg²⁺) se deduce que esta cualidad es resultado de un proceso adaptativo a las condiciones del ambiente en las que esta especie se ha desarrollado, esto es, probablemente s la especie a lo largo de su historia de vida ha estado expuesta a condiciones de salinidades, donde las sales de MgSO₄ y Na₂SO₄ han estado presentes en concentraciones importantes, con base en lo anterior y a los resultados obtenidos en este estudio se concluye que *Tecoma stans* es tolerante a las sales de sulfato.

6.4.2 Cobertura Foliar (CF) de la plántula

La cobertura foliar fue medida durante 11 días a partir del desprendimiento de la testa, los valores medios obtenidos se muestran en los Cuadros 18 y 19 para sales puras y mezclas salinas respectivamente.

Cuadro 18. Cobertura foliar (cm²) de las plántulas de *Tecoma stans* con soluciones de sales puras a diferentes concentraciones

Concentraciones	NaCl	Na ₂ SO ₄	MgSO ₄	MgCl ₂	CaCl ₂	NaHCO ₃
C ₁	2.20 ^{Aa}	2.09 ^{Aa}	2.10 ^{Aa}	2.03 ^{Aa}	2.08 ^{Aa}	2.09 ^{Aa}
C ₂	2.14 ^{Aa}	1.88 ^{Aa}	1.94 ^{Aa}	1.94 ^{Aa}	1.97 ^{Aab}	0.69 ^{Bb}
C ₃	2.00 ^{Aab}	1.84 ^{Aa}	1.92 ^{Aa}	1.90 ^{Aa}	1.87 ^{Aab}	0.55 ^{Bb}
C ₄	1.90 ^{Aab}	1.84 ^{Aa}	1.82 ^{Aa}	1.74 ^{Aa}	1.85 ^{Aab}	0.23 ^{Bc}
C ₅	1.82 ^{Aab}	1.84 ^{Aa}	1.73 ^{Aa}	1.55 ^{Aab}	1.61 ^{Abc}	0.00
C ₆	1.74 ^{Ab}	1.77 ^{Aa}	1.35 ^{Aab}	1.25 ^{Abc}	1.31 ^{Acd}	0.00
C ₇	1.72 ^{Ab}	1.74 ^{Aa}	0.73 ^{Bb}	0.92 ^{Bc}	0.91 ^{Bd}	0.00
C ₈	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00
C ₉	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00	0.00

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente (p≤0.05). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

Cuadro 19. Cobertura foliar (cm²) de la plántula de *Tecoma stans* con soluciones de mezclas salinas a diferentes concentraciones

Concentración	Clorhídrica	Sulfático-Clorhídrica	Clorhídrico-sulfática	Sulfática	Sulfática-sódica
C ₁	2.72 ^{Aa}	2.67 ^{Aa}	2.67 ^{Aa}	2.65 ^{Aa}	2.70 ^{Aa}
C ₂	2.69 ^{Aa}	2.63 ^{Aa}	2.65 ^{Aa}	2.53 ^{Aab}	2.68 ^{Aab}
C ₃	2.67 ^{Aa}	2.61 ^{Aa}	2.64 ^{Aa}	2.43 ^{Aabc}	2.67 ^{Aabc}
C ₄	2.64 ^{Aa}	2.62 ^{Aa}	2.60 ^{Aa}	2.33 ^{Aabc}	2.68 ^{Bab}
C ₅	2.57 ^{ABa}	2.55 ^{ABa}	2.38 ^{BCa}	2.14 ^{Cbc}	2.64 ^{Aabc}
C ₆	2.49 ^{Aa}	2.29 ^{ABab}	1.90 ^{Bb}	2.01 ^{Bc}	2.65 ^{Aabc}
C ₇	2.40 ^{Aa}	1.98 ^{Abc}	1.20 ^{Bc}	1.42 ^{Bd}	2.46 ^{Abc}
C ₈	1.77 ^{Bb}	1.75 ^{Bcd}	1.12 ^{Ccd}	0.91 ^{Ce}	2.44 ^{Ac}
C ₉	1.07 ^{BCb}	1.40 ^{Bd}	0.68 ^{Cd}	89.00 ^{CBe}	2.44 ^{Ac}

Los valores seguidos por la misma letra entre regiones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

De las seis sales probadas, se observó que al exponer a *Tecoma stans* a estrés salino durante el estadio de plántula, la sal de Na₂HCO₃ desde la C₂ mostró ser la más perjudicial para el desarrollo de las hojas cotiledonares, debido a que presenta los valores más bajos en cobertura foliar (0.23 a 0.69 cm²) con respecto a las otras sales ($\alpha = 95\%$), a concentraciones más altas no se presentó desarrollo de hojas cotiledonares. Opuesto al Na₂HCO₃ esta la respuesta obtenida frente al Na₂SO₄, sal menos perjudicial donde se mantuvo el tamaño de los cotiledones (1.74 a 2.09 cm²) hasta la concentración C₇. En orden decreciente con respecto al valor de la cobertura, está la respuesta para las sales MgSO₄, NaCl, MgCl₂ y CaCl₂, las cuales presentaron valores intermedios en cuanto a esta variable (Fig. 11).

Contrario a las sales puras, los valores más altos en cuanto a cobertura se refiere los presentan las mezclas salinas. En general esta variable sufre el mínimo daño cuando *Tecoma stans* es expuesta a la salinidad Sulfático-sódica (2.44 a 2.70 cm²) dado que, a lo largo del gradiente de concentraciones la cobertura no difiere estadísticamente con respecto al testigo ($\alpha = 95\%$); por otro lado, la salinidad sulfática fue la que presentó los valores más bajos en cobertura, ya que, esta variable disminuyó desde la C₅ (0.89 a 2.14 cm²). Las salinidades que presentaron efecto intermedio son en orden decreciente: Clorhídrica, Sulfático-clorhídrica y clorhídrico-sulfática (Fig. 12).

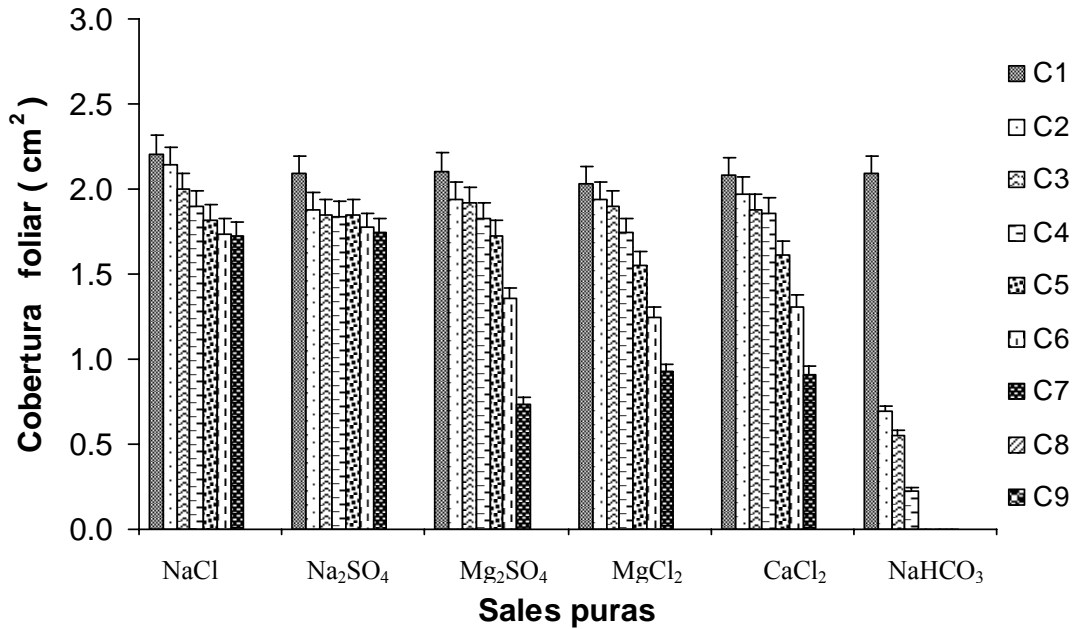


Figura 11. Coberturas de las plántulas de *Tecoma stans*, expuestas a sales puras y diferentes concentraciones

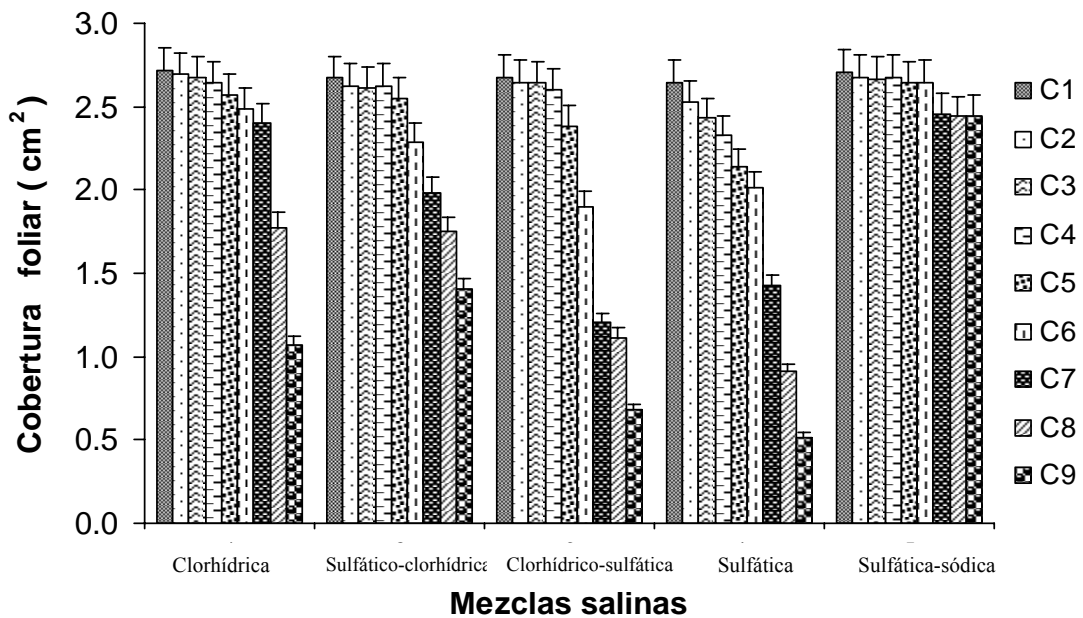


Figura 12. Coberturas de las plántulas de *Tecoma stans*, expuestas a mezclas salinas y diferentes concentraciones

Al comparar el efecto producido en la cobertura foliar de las plántulas por las sales y mezclas salinas ricas en sulfato con las más concentradas en cloro, se encontró que las primeras son menos perjudiciales (Fig. 11 y 12). En general el efecto nocivo que se presenta, se debe a que, al aumentar la concentración de la sal disminuye la cobertura foliar, estos resultados concuerdan con Munss (1993), Netondo (2004a), Saied *et al.* (2005), Maggio *et al.* 2007, entre

otros, estos autores indican que el efecto perjudicial se debe a un aumento de la concentración salina, presión osmótica, la toxicidad debida al ión específico y el gasto energético que tiene lugar para efectuar la translocación de reservas de las semillas a las regiones de crecimiento.

Al respecto de la disminución de la cobertura por parte de las sales de cloro, Saied *et al.* (2005) explican que la presencia de este tipo de sales en la rizosfera, reduce marcadamente el área foliar debido a que se agotan las reservas rápidamente por un incremento del metabolismo general en la plántula, este mecanismo es probable que se encuentre activado en *Tecoma stans* ya que las coberturas fueron severamente afectadas.

Cabe mencionar que, si bien el proceso de fotosíntesis que se lleva a cabo en los cotiledones es mínimo, existe y por ello el daño ocasionado perjudica el desarrollo de la plántula, no se descarta que se afecte también la translocación de sustancias de fuera. Por otra parte, Koyro (2006) menciona que dentro del sistema de control del estrés salino se incluye disminución de la conductancia estomatal y transpiración, la cual afecta la eficiencia en el uso del agua por parte de la hoja. A este respecto, Rodríguez *et al.* (2005), mencionan que la disminución del tamaño de las hojas cotiledonares puede deberse a un mecanismo de respuesta en el que se disminuye la superficie para la evaporación, dado que el agua que se pierde por evapotranspiración es necesaria para el ajuste osmótico, *Tecoma stans* presentó reducción en el área foliar por efectos de la concentración salina Rodríguez *et al.* (2005).

6.4.3 Relación de raíz/vástago con biomasa fresca y seca

Con los datos obtenidos en la producción de biomasa fresca y seca, se calculó la relación raíz/vástago en plántulas de *Tecoma stans*. El valor de esta relación nos indica en cual de los dos órganos se presentó mayor producción. Los valores medios de la biomasa fresca y seca de *Tecoma stans* cuando es expuesta a estrés por sales puras, se muestra en el Cuadro 20 y 21.

Cuadro 20. Relación raíz/vástago con biomasa fresca ante sales puras a diferentes concentraciones

Concentración	NaCl	Na ₂ SO ₄	MgSO ₄	MgCl ₂	CaCl ₂	NaHCO ₃
C1	0.82 ^{Aab}	0.84 ^{Aa}	0.82 ^{Aabc}	0.97 ^{Aa}	0.80 ^{Aa}	0.83 ^{Aa}
C2	0.92 ^{Aa}	0.89 ^{Aa}	0.88 ^{Aa}	0.83 ^{Aab}	0.83 ^{Aa}	0.77 ^{Aa}
C3	0.84 ^{ABab}	0.90 ^{ABa}	0.93 ^{ABa}	1.05 ^{Aa}	0.78 ^{ABab}	0.85 ^{ABa}
C4	0.92 ^{aA}	0.74 ^{Aa}	0.85 ^{Aab}	0.95 ^{Aab}	0.84 ^{Aa}	0.79 ^{Aa}
C5	0.82 ^{Aab}	0.84 ^{Aa}	0.75 ^{Abc}	0.86 ^{Aab}	0.79 ^{Aab}	0
C6	0.59 ^{Bb}	1.00 ^{Aa}	0.75 ^{ABbc}	0.80 ^{ABab}	0.71 ^{Bab}	0
C7	0.72 ^{Bab}	0.99 ^{Aa}	0.73 ^{Bc}	0.68 ^{Bb}	0.67 ^{Bb}	0
C8	0	0	0	0	0	0
C9	0	0	0	0	0	0

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

Cuadro 21. Relación raíz/vástago con biomasa seca ante sales puras a diferentes concentraciones

Concentración	NaCl	Na ₂ SO ₄	MgSO ₄	MgCl ₂	CaCl ₂	NaHCO ₃
C1	0.94 ^{Aa}	0.93 ^{Aabc}	0.93 ^{Aa}	0.92 ^{Aa}	0.95 ^{Aa}	0.91 ^{Aa}
C2	0.92 ^{Aa}	1.04 ^{Aa}	0.96 ^{Aa}	0.95 ^{Aa}	0.98 ^{Aa}	0.66 ^{Bb}
C3	1.00 ^{Aa}	0.99 ^{Aab}	0.97 ^{Aa}	0.93 ^{Aa}	0.93 ^{Aa}	0.85 ^{Aa}
C4	0.93 ^{Aa}	1.04 ^{Aa}	0.85 ^{Aa}	0.93 ^{Aa}	1.03 ^{Aa}	0.88 ^{Aa}
C5	0.74 ^{Aa}	0.79 ^{Ac}	0.90 ^{Aa}	0.64 ^{Ab}	0.90 ^{Aab}	0
C6	0.71 ^{ABa}	0.86 ^{Abc}	0.80 ^{ABa}	0.60 ^{Bb}	0.69 ^{ABab}	0
C7	0.73 ^{ABCa}	0.85 ^{Abc}	0.80 ^{ABa}	0.63 ^{BCb}	0.55 ^{Cb}	0
C8	0	0	0	0	0	0
C9	0	0	0	0	0	0

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

Para el caso de las sales puras la respuesta más favorable al exponer las plántulas de *Tecoma stans* a estrés, esta dada por las sales de sulfato, en las cuales se presentan los valores más altos hasta la C₇ tanto en biomasa fresca (0.73 en MgSO₄ y 0.99 en Na₂SO₄) como en biomasa seca (MgSO₄ con 0.80 y Na₂SO₄ de 0.85) el valor de las variables no difieren significativamente del testigo ($\alpha=95\%$). Así, por su cercanía a la unidad en la relación raíz/vástago, podemos aseverar que la producción de biomasa de raíz es similar a la del vástago.

El bicarbonato fue la sal que presentó la respuesta más desfavorable, desde la C₅ no se registró germinación, sin embargo, hasta la C₄ la relación raíz/vástago no es diferente del testigo ($\alpha= 95\%$), así mismo, su valor es cercano a la unidad tanto en biomasa fresca (0.79) como en seca (0.88), se encontró que a bajas concentraciones (por lo menos hasta 2.5 dS m⁻¹) de NaHCO₃, no se afecta la relación de producción vegetal de raíz/vástago de *Tecoma stans*. Las sales que presentan valores intermedios, son las de cloro, la sal de NaCl no difiere estadísticamente del testigo hasta la C₇ en biomasa fresca (0.72) ni seca (0.73), sin embargo, las sales de CaCl₂ y MgCl presentan una disminución significativa ($\alpha= 95\%$) en el valor de la relación de producción tanto en biomasa fresca (0.67 y 0.68 respectivamente) como en seca (0.67 y 0.69 respectivamente) Estos valores indican que la biomasa de la raíz es poco menor a la del vástago, es decir, que estas sales afectan negativamente más a la raíz que al vástago.

Los valores medios de la biomasa fresca y seca de *Tecoma stans* cuando es expuesta a estrés por mezclas salinas, se muestra en los Cuadros 22 y 23. Se observa que a excepción de la C₉ del tipo salino clorhídrico, no hay diferencias significativas en las otras sales con respecto al testigo en la biomasa fresca. Sin embargo, para el caso de la biomasa seca los tipos salinos en donde predomina el ión sulfato no presentan diferencias significativas hasta la C₉, la salinidad sulfática sódica representa el valor más alto (0.94) en cuanto a producción, seguida por la salinidad sulfática (0.90) y la sulfática clorhídrica (con 0.86), estos valores cercanos a la unidad indican que la producción de la biomasa es similar tanto para raíz como para el vástago. En biomasa seca donde el Cl es dominante, se presenta disminución en la producción a partir de la C₈ la salinidad clorhídrico-sulfática y de la C₅ en la salinidad clorhídrica ($\alpha=95\%$), la disminución de la variable indica que la producción del vástago es mayor a la de la raíz.

En la Fig. 13 se observa la de biomasa fresca y seca de raíz y vástago de las plántulas de *Tecoma stans* expuestas a estrés salino, en ellas podemos observar que la sal de NaHCO₃ disminuye la biomasa de raíz y vástago desde la C₂ (0.5 dS m⁻¹). En la biomasa seca se observa que en las sales de SO₄ y Cl hay una disminución significativa en la producción de la raíz ($\alpha=95\%$). Para el caso de las mezclas salinas (Fig.14), sólo la salinidad clorhídrica presenta este comportamiento en biomasa seca. En general se muestra que a mayor concentración, menor es la producción de biomasa seca y seca tanto de raíz como de vástago.

Cuadro 22. Relación raíz/vástago con biomasa fresca ante mezclas salinas a diferentes concentraciones

Concentración	Clorhídrica	Sulfático-clorhídrica	Clorhídrico-sulfática	Sulfática	Sulfático-sódica
C1	0.80 ^{Ab}	0.82 ^{Aa}	0.80 ^{Aab}	0.83 ^{Aa}	0.78 ^{Aa}
C2	0.92 ^{Aab}	0.83 ^{Aa}	0.86 ^{Aab}	0.82 ^{Aa}	0.82 ^{Aa}
C3	0.99 ^{Aab}	0.90 ^{Aa}	0.85 ^{Aab}	0.84 ^{Aa}	0.86 ^{Aa}
C4	1.31 ^{Aa}	0.83 ^{Aa}	0.89 ^{Aab}	0.85 ^{Aa}	0.81 ^{Aa}
C5	0.96 ^{Aab}	0.88 ^{Aa}	0.85 ^{Aab}	0.87 ^{Aa}	0.83 ^{Aa}
C6	0.86 ^{Aab}	0.89 ^{Aa}	0.93 ^{Aa}	0.89 ^{Aa}	0.84 ^{Aa}
C7	0.86 ^{Aab}	0.74 ^{Aa}	0.92 ^{Aab}	0.88 ^{Aa}	0.90 ^{Aa}
C8	0.96 ^{Aab}	0.85 ^{Aa}	0.74 ^{Ab}	0.88 ^{Aa}	0.81 ^{Aa}
C9	0.74 ^{Ab}	0.85 ^{Aa}	0.85 ^{Aab}	0.88 ^{Aa}	0.87 ^{Aa}

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

Cuadro 23. Relación raíz vástago con biomasa seca ante mezclas salinas a diferentes concentraciones

Concentración	Clorhídrica	Sulfático-clorhídrica	Clorhídrico-sulfática	Sulfática	Sulfático-sódica
C1	0.95 ^{Aa}	0.91 ^{Aa}	0.92 ^{Aab}	0.95 ^{Aab}	0.96 ^{Aa}
C2	0.93 ^{Aab}	0.96 ^{Aa}	0.89 ^{Aab}	0.94 ^{Aab}	0.99 ^{Aa}
C3	0.97 ^{Aa}	0.92 ^{Aa}	0.91 ^{Aab}	0.87 ^{Aab}	0.91 ^{Aa}
C4	0.80 ^{Aabc}	0.90 ^{Aab}	0.93 ^{Aa}	0.96 ^{Aab}	0.88 ^{Aa}
C5	0.73 ^{Ac}	0.95 ^{Aa}	0.93 ^{Aa}	0.97 ^{Aab}	0.86 ^{Aa}
C6	0.74 ^{Abc}	0.94 ^{Aa}	0.88 ^{Aab}	0.90 ^{Aab}	0.90 ^{Aa}
C7	0.79 ^{Aabc}	0.77 ^{Aab}	0.83 ^{Abc}	1.18 ^{Aa}	0.97 ^{Aa}
C8	0.71 ^{Bc}	0.65 ^{Ba}	0.77 ^{ABc}	0.77 ^{ABb}	0.92 ^{Aa}
C9	0.75 ^{Abc}	0.86 ^{Aab}	0.87 ^{Aab}	0.90 ^{Aab}	0.94 ^{Aa}

Los valores seguidos por la misma letra entre reglones y columnas no difieren significativamente ($p \leq 0.05$). Las mayúsculas comparan misma concentración, diferente sal. Las minúsculas comparan misma sal diferente concentración.

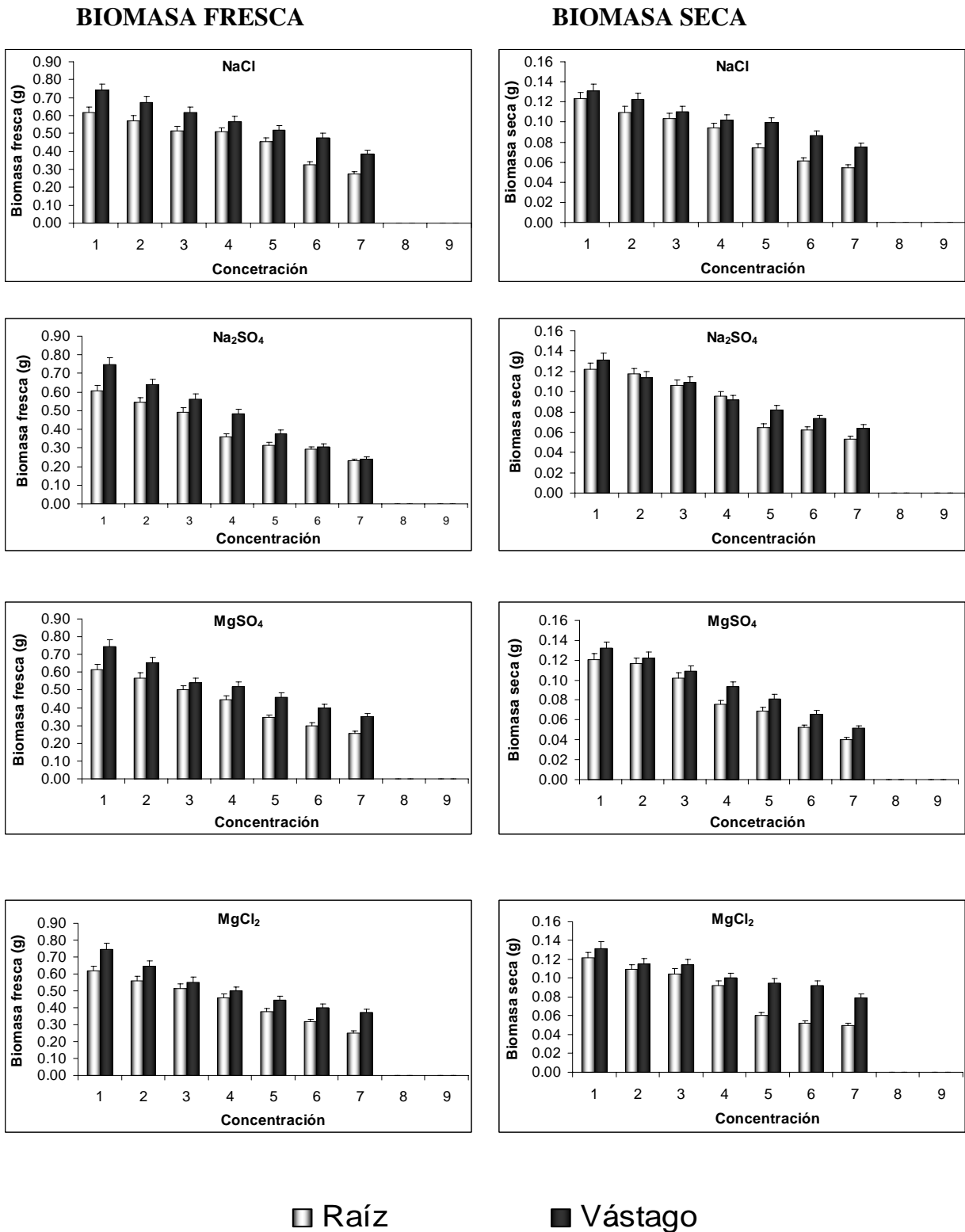


Figura 13. Biomosas frescas y secas de las plántulas de *Tecoma stans* expuestas a sales puras a diferentes concentraciones

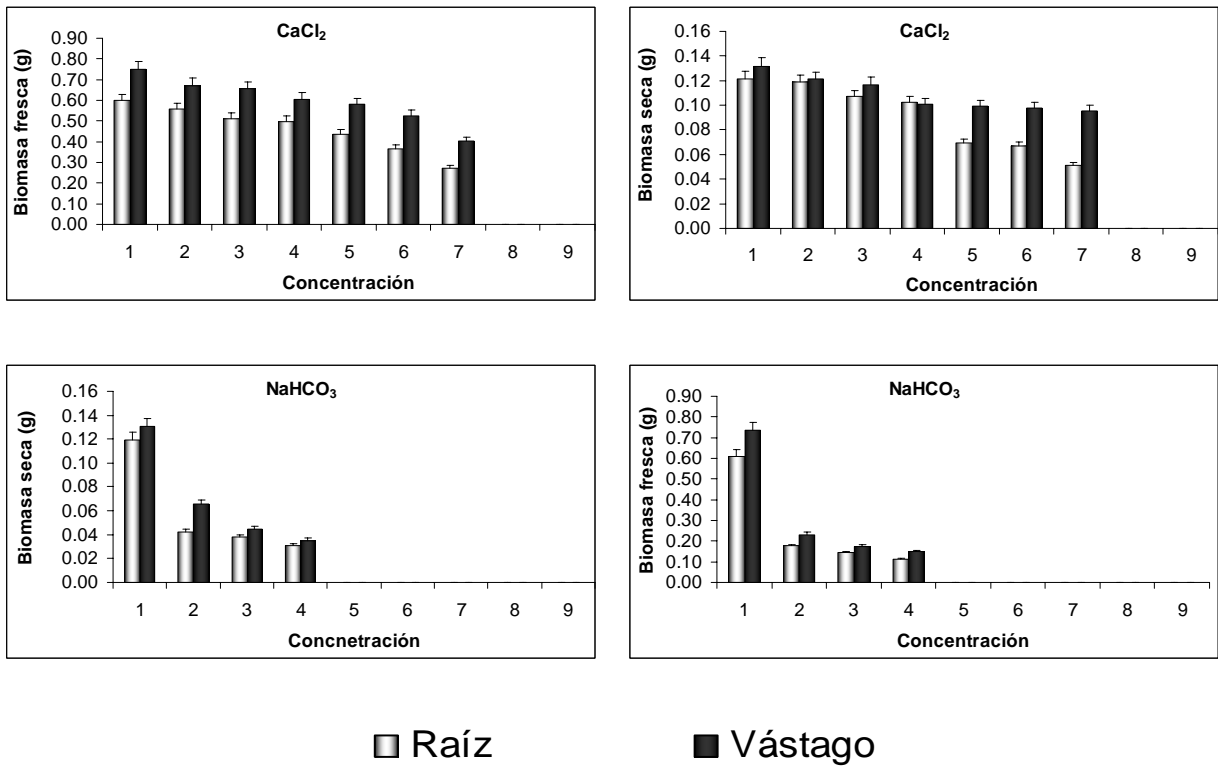


Figura 13(continuación). Biomosas frescas y secas de las plántulas de *Tecoma stans* expuestas a sales puras a diferentes concentraciones

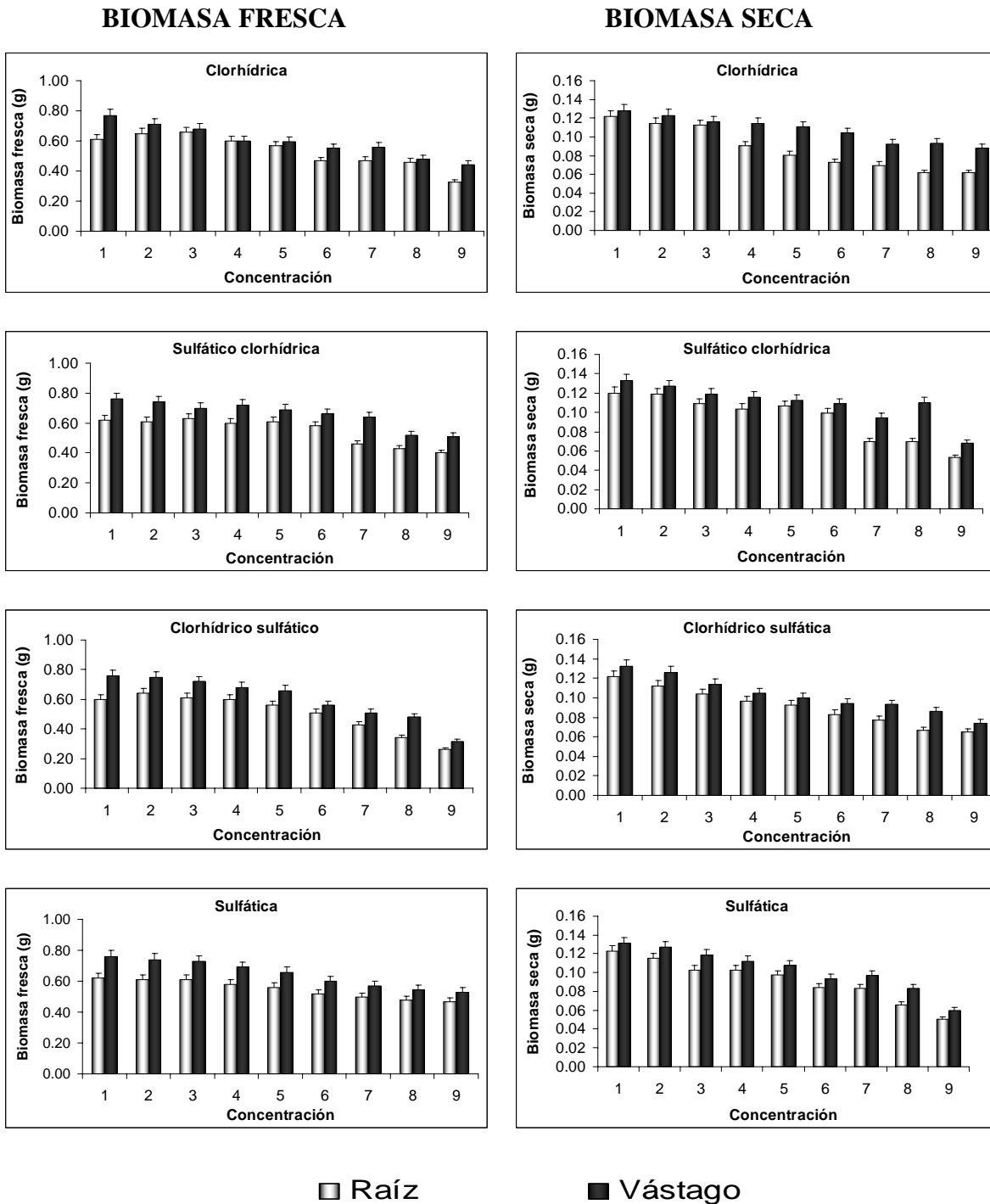


Figura 14. Biomásas frescas y secas de las plántulas de *Tecoma stans* expuestas a mezclas salinas a diferentes concentraciones

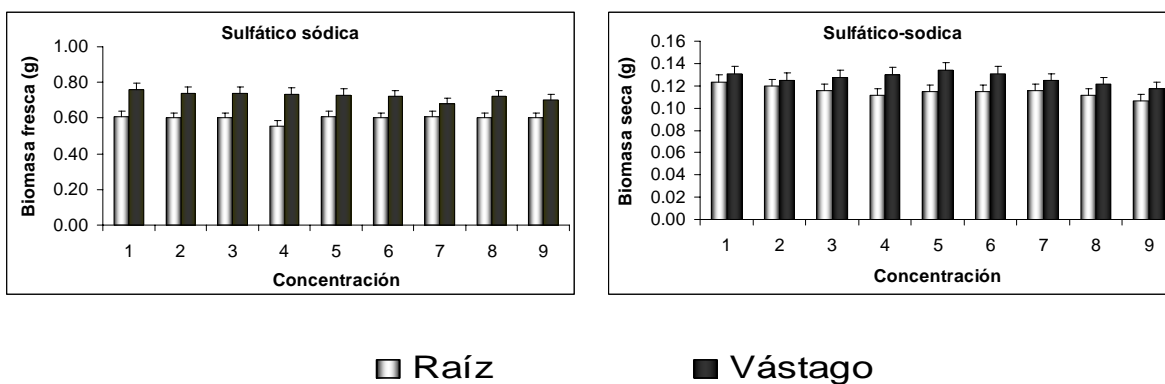


Figura 14 (continuación). Biomosas frescas y secas de las plántulas de *Tecoma stans* expuestas a mezclas salinas a diferentes concentraciones

La relación raíz/vástago para el caso de NaHCO_3 se mantiene, debido a que no se afecta la relación de producción, sin embargo, la alcalinidad que esta sal produce, así como la toxicidad del ión específico Na, inhibe el desarrollo de ambas estructuras vegetales (Volkov V. *et al.* 2003). Por otro lado, las sales en las que el ión SO_4^{-2} es dominante presentan una mejor respuesta debido quizás a que el azufre juega un papel preponderante en la formación de aminoácidos, así mismo la disminución de la producción de las raíces puede deberse a un mecanismo de adaptación a la sal, que consiste en sacrificar la producción de ramificaciones secundarias para utilizar la energía empleada en ellas para alargar la raíz primaria en busca de agua, que les ayude a aminorar las concentraciones salinas (Maggio *et al* 2007), así mismo, Zhu (2001) propone que el estrés salino inhibe la elongación y división celular, las cuales se traducen en menor productividad. En el caso de las sales en las que domina el ión Cl^- la disminución de biomasa de la raíz es mayor a las sales de sulfato, esta reducción es quizás producto del efecto tóxico que produce el Cl^- (Ashraf y Orooj 2006).

La disminución general de la biomasa es atribuida a varias causas, entre ellas, deficiencia fotosintética, ajuste osmótico, cierre estomatal, resguardo de energía para su posterior empleo en otros mecanismos de tolerancia, entre otros. Renault *et al.* (2001) atribuyen la disminución de la biomasa a la deficiencia con la que se lleva acabo la fotosíntesis

6.5 Daños físicos causados por sales durante la emergencia y desarrollo de plántulas

6.5.1 En la raíz

Los efectos físicos que se observaron en la raíz de *Tecoma stans* durante el estadio de plántula fueron: necrosis en los ápices de las raíces primarias y secundarias, disminución de la ramificación primaria y secundaria y disminución de la longitud de la raíz (Figura 15).

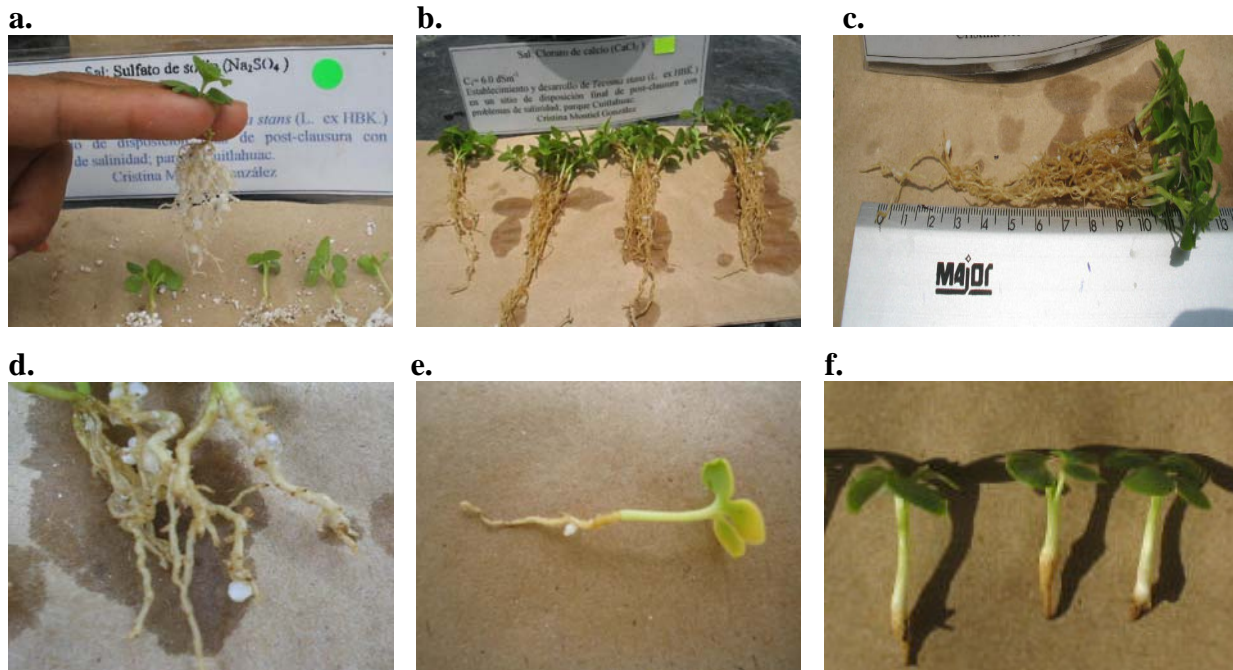


Figura 15. Daños físicos causados a plántulas de *Tecoma stans* ante diferentes sales y concentraciones: a., b. y c. longitud de raíces ante salinidad con predominancia de SO_4^{2-} , d. necrosis en raíz secundaria, e. necrosis en de raíz primaria y f. disminución de raíz primaria en sal de NaHCO_3

Como ya se había observado en la biomasa, a medida que la concentración salina aumenta, el peso total de raíz de la plántula de *Tecoma stans* disminuye. La disminución del peso es atribuida a la disminución de la producción de la raíz. Soltani *et al.* (2006) comentan que es una estrategia de tolerancia al estrés salino, sacrificar la producción de las raíces secundarias y en su caso las primarias, para utilizar esa energía en 1) alargar la raíz primaria en busca de agua que ayude a la especie a contrarrestar la presión osmótica ó 2) acelerar el metabolismo para llegar a una etapa menos susceptible.

La disminución del tamaño de la raíz es atribuido al efecto tóxico que ejercen los iones Na^+ , Mg^{2+} y Cl^- como iones específicos (Prakash y Prathapasenan, 1988). Del Na^+ se sabe que interfiere en el desarrollo del embrión y de la plántula, así como en el metabolismo de reserva de los órganos de almacén, además de que provoca deficiencia para translocar algunos nutrimentos tales como K^+ , Ca^{2+} y P^{3-} (Soltani *et al.* 2002).

7.5.1 En el vástago

Varios fueron los efectos provocados por la salinidad al vástago de las plántulas de *Tecoma stans*, tales efectos físicos se muestran en la Fig. 16.

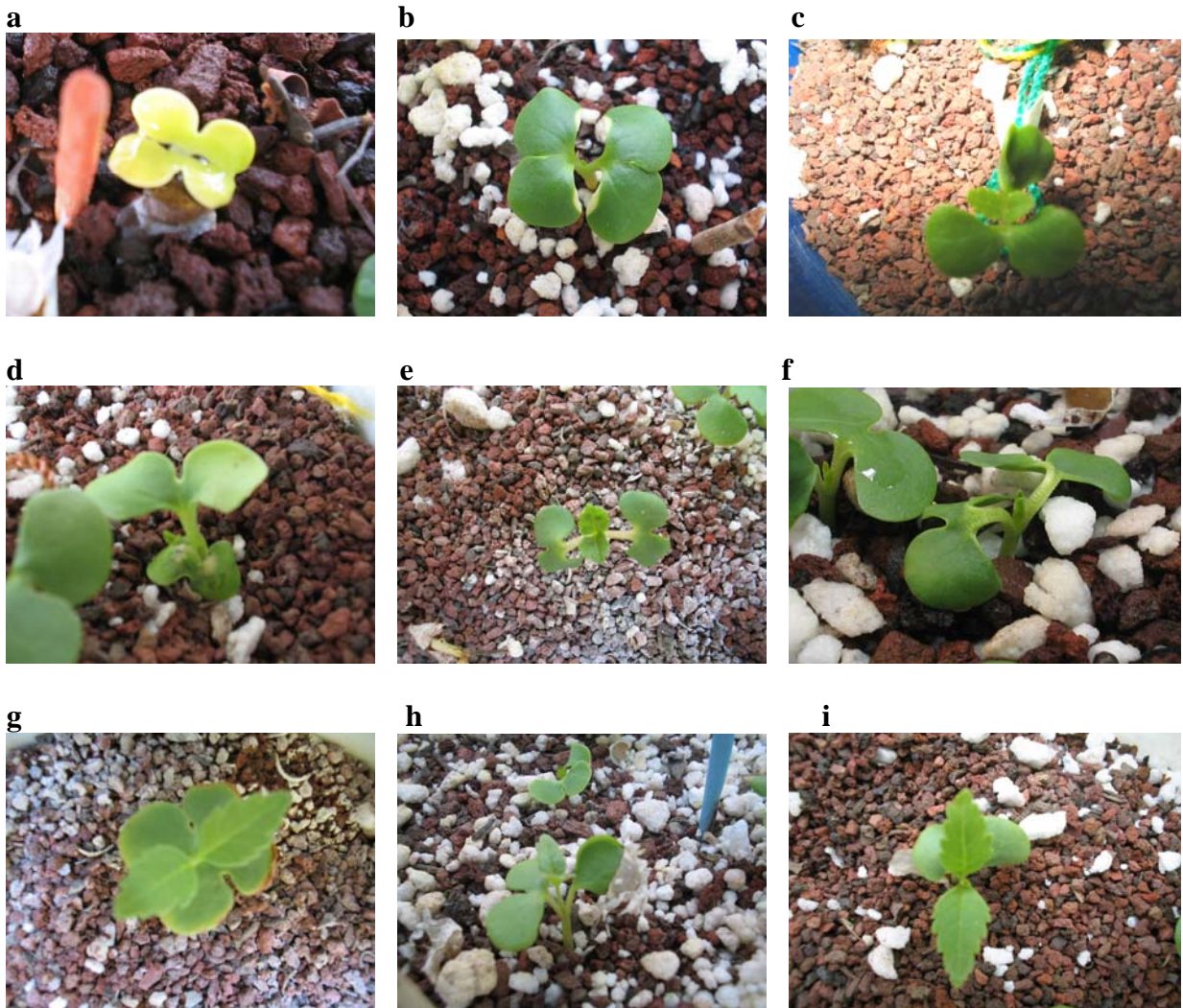


Figura 16. Daños físicos causados a plántulas de *Tecoma stans* ante diferentes sales y concentraciones a. clorosis extrema, b. clorosis incipiente, c., d. e. y f) deformación de cotiledones, g. necrosis y enrollamiento del borde de los cotiledones, h. permanencia de la testa, i. reabsorción de una hoja cotiledonar.

De los efectos producidos al vástago de *Tecoma stans*, las hojas cotiledonares presentaron clorosis desde incipiente hasta extrema Brown *et al.*, (2006) sugieren que este efecto se debe a la deficiencia con la que se moviliza el magnesio en la región foliar. Por otro lado, se observó también que los bordes de las hojas cotiledonares presentaron oxidación que comenzó en el ápice y avanzó hacia el pecíolo, esto produjo al enrollamiento de los bordes, necrosis y finalmente a la pérdida parcial o total del cotiledón. Ambos efectos fueron señalados por otros

autores como consecuencia del estrés salino (Saied *et al.* 2005, Brown *et al.* 2006), debido a que la toxicidad del ión Cl⁻ no permite que la hoja fotosintetice de manera adecuada. Este mismo efecto produjo la persistencia de la testa en uno o ambos cotiledones, ya que al permanecer ésta en el cotiledón provocó la necrosis, Saied *et al.* (2005) comentan que, la testa persiste debido a que al aumentar el estrés salino, disminuye el metabolismo de la plántula y por ello la plántula no se desprende con facilidad de la testa. La deformación de los cotiledones no había sido descrita, esa deformación puede deberse a que no son translocadas las reservas necesarias para el desarrollo del cotiledón y éste no crece de forma adecuada, probablemente sea un mecanismo por el que *Tecoma stans* ahorra energía para el posterior crecimiento, así mismo, la rápida producción de hojas primarias sugiere que la plántula de *Tecoma stans*, acelera su crecimiento para asegurar su supervivencia.

VII. CONCLUSIONES

- Las semillas de *Tecoma stans* germinan y las plántulas se establecen con éxito en salinidades menores o iguales a 7 dS m^{-1} cuando son expuestas a sales puras y hasta los 8 dS m^{-1} cuando se expone mezclas salinas.
- Esta especie se vio menos afectada por las salinidades donde el ión SO_4^{2-} es predominante y el catión acompañante el Na^+ , en pH menor a 8. Asimismo, se ve severamente afectado por las salinidades en las que predomina el ión Cl^- .
- El efecto osmótico, la toxicidad del ión Na^+ y alcalinidad producida en el medio por el NaHCO_3 afectan severamente la germinación y desarrollo de plántulas de *Tecoma stans* a partir de 3.5 dS m^{-1} .
- *Tecoma stans* germina y se desarrolla con éxito en la salinidad Sulfático-sódica, por lo menos hasta 8 dS m^{-1} . Esto sugiere que la especie probablemente ha estado expuesta durante su historia de vida a sales y salinidades ricas en los iones Na^+ y SO_4^{2-} .
- Las sales puras resultaron más dañinas que los mezclas salinas, el efecto se manifestó por una reducción proporcional a la concentración en CG, TMG y MG, altura, cobertura y biomasa
- La raíz fue el órgano más afectado por la concentración salina
- Los daños físicos en la raíz causados por la exposición a estrés salino en el intervalo de concentraciones probadas fueron: necrosis en los ápices, disminución de la longitud y ramificación.
- Los daños físicos causados en el vástago por la exposición a estrés salino en el intervalo de concentraciones probadas fueron: clorosis, deformación de cotiledones, enrollamiento y necrosis del borde de los cotiledones, permanencia de la testa y reabsorción cotiledonar.

- El mecanismo que *Tecoma stans* utiliza para la tolerancia de la salinidad es compartimentación de los iones tóxicos en la vacuola.
- Finalmente se recomienda a *Tecoma stans* como una especie útil en la recuperación y rehabilitación de suelos degradados por sales ricas en los iones Na^+ y SO_4^{2-} .

VIII. REFERENCIAS

- Al-Khateeb, S. A. 2006. Technology. Effect of salinity and temperature on germination, growth, and ion relations of *Panicum turgidum* Forssk. *Bioresource* **97**: 292-298
- Arinushkina, E. V. 1970. Manual de análisis químico de suelos. Parte II capítulo 7 que corresponde al análisis del extracto acuoso 1:5 de suelos salinos y 8, forma gráfica de representar los resultados. Ed. Universidad de Moscú. Moscú Ex-URSS.
- Ashraf, M. 1994. Breeding for salinity Tolerance in plants. *Plant Science***13**: 17-42
- Ashraf, M. & A. Orooj. 2006. Salt stress effects on growth, ion accumulation and seed oil concentration in arid traditional medicinal plant ajwain (*Trachyspermum ammi* (L.) Spague). *Journal of Arid Environments* **64**: 209-220.
- Ashraf, M., T McNeilly & A. D. Bradshaw. 1986. The potential for evolution of salt (NaCl) tolerance in seven grass species. *New Physiologist* **103**: 299-309
- Ayers, A. D. 1953. Germination and emergence of several varieties of Barley in salinized soil Cultures. *Agronomy Journal*. **45**:68-71
- Bazilevich, N. I. & E. I. Pankova. 1969. Classification of soils according to their chemistry and degree of salinización. *Agrokémia És Talajtan* **18**: 219-227
- Black, C. A. 1975. Relación suelo planta. Tomo 1. Hemisferio sur. Argentina pp. 391-444
- Bliss, R. D., A. K. Platt-Aloia & W. W. Thomson. 1984. Effects of salt on cell membranes of germinating seeds. *California Agriculture* **38**: 24-25
- Bohn, L. H., L. B. Mc Neal y A. G. O'Connor. 1993. Química del suelo. Limusa grupo Noriega editores. México, D. F. pp. 259-287
- Brown, C. E., S. R. Pezeshki & R. D. De Laune. 2006. The effects of salinity and soil drying on nutrient uptake and growth of *Spartina alterniflora* in a simulated tidal system. *Environmental and Experimental Botany*. **58**: 140-148
- Buckman, O. H., N. C. Brady. 1991. Naturaleza y propiedades de los suelos. UTEHA. México. Pp. 392-399
- Cajuste, J. L. 1977. Química de suelos con enfoque agrícola. Colegio de postgraduados. Chapingo. México. Pp115-134
- Camacho, M. F. 1994. Fisiología de la germinación. Págs. 12-31. *In*: Instituto Nacional de investigaciones forestales y Agropecuarias, División Forestal. Centro de Investigación Disciplinaria en Conservación y Mejoramiento de Ecosistemas Forestales. Semillas forestales Publicación especial, número 2.

Correa, D. C. 1998. Germinación y emergencia de dos especies medicinales: *Heterotheca inuloides* Cass. (Árnica) y *Tecoma stans* H.B.K. (Tronadora), en condiciones de laboratorio e invernadero. Tesis profesional. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. México D. F. pp. 125

Cepeda, D. J. M., 1991. Química de suelos. Trillas. México, D. F. pp. 139-151

Chang, C. W. 1961. Effects of saline irrigation water and exchangeable sodium on soil properties and growth of alfalfa. *Soil Science* **91**: 29-37

Cheeseman, J. M. 1988. Mechanisms of salinity Tolerance in plants. *Plant Physiology* **87**: 547-550

Corwin, D. L. & S.M. Lesch. 2003 .Application of Soil Electrical Conductivity to Precision Agriculture: Theory, Principles, and Guidelines. *Agronomy Journal* **95**: 455-471

Departamento de Agricultura de los Estados Unidos de América.1970. Diagnóstico y rehabilitación de suelos salinos y sódicos. Traducción del Handbook No. 60 U.S.D.A., Limusa, México. D. F. pp. 1-65

Demiral, T. & I. Türkan. 2006. Exogenous glycinebetaine affects growth and proline accumulation and retards senescence in two rice cultivars under NaCl stress. *Environmental and Experimental Botany* **56**: 72-79

Escobar-Rebollar, E. 1994. Efecto de diversas soluciones salinas de composición total y cualitativa sobre la emergencia de variedades criollas de fríjol (*Phaseolus vulgaris* L., *Phaseolus coccineus* L.) y maíz (*Zea mays* L.) bajo condiciones de invernadero. Tesis profesional. Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Estudios Superiores Zaragoza. México D. F. pp. 134

Espinar, J. L., L.V. García, J. Figuerila, A.J. Green & L. Clemente. 2006. Effects of salinity and ingestion by ducks on germination patterns of *Juncus subulatus* seeds. *Journal of Arid Environments* **66**: 376-383

Font, Q. 1973. Plantas medicinales, El dioscórides renovado. Labor. España.1033

Gili, P., G. I. Marando, J. E. Irisarri y R. M. Sagardoy. 2004. Efecto de las técnicas de lavado y fertilización sobre la salinidad en suelos del alto valle de Río Negro y Neuquen, Argentina. *Agricultura técnica* **64**: 295-304

Glenn, P. E., J. J. Brown & O. W. Leary. 1998. Riego con agua de mar. *Investigación y ciencia*. **265**:58-63

González, R. H., J. K. M. Roberts, W. R. Jordan & M. C. Drew. 1997. Growth, water relations, and accumulation of organic and inorganic solutes in roots of maize seedling during salt stress. *Plant Physiology* **113**: 881-893.

- Grijalva, S. B. M. y G R. Ríos. 1995. Algunos Efectos del cloruro de sodio en la germinación y emergencia del cultivo de *Phaseolus vulgaris* L. *Tópicos de investigación y postgrado* **4**: 91:96
- Hartman, H. T. y D. E. Kester. 1982. Propagación de plantas principios y prácticas CECSA. México, D. F. pp.179-190
- Hasegawa, M. P., R. A. Bressan, J. K. Zhu y H. J. Bohnert. 2000. Plant cellular and molecular responses. *Annual Review of Plant Physiology and Plant Molecular Biology*. **51**: 463-499
- Hernández, I. V. y D. Mager. 2003. Uso de *Panicum maximum* y *Brachiria brizantha* para fitorremediar suelos contaminados con un crudo de petróleo liviano. *Bioagro* **15**: 149-155
- Heuer, B. y I. Ravina. 2004. Growth and development of stock (*Matthiola incana*) under salinity. *Australian Journal of Agricultural Research* **55**: 907-910
- Hu, Y. y U. Schmidhalter. 2005. Drought and salinity: A comparison of their effects on mineral nutrition of plants. *Journal Plant Nutrition Soil Science* **168**:541-549
- Khoshgoftar, A.H., H. Shariatmadari, N Karimian, M. Kalbasi, S. E. A. T. M. van der Zee & D. R. Parker. 2004. Salinity and zinc application effects on phytoavailability of cadmium and zinc. *Soil Science Society of America Journal* **68**: 1885-1889
- Kiesselbach, T. A. 1950. Progressive development and seasonal variations of the corn crop. *Nebraska Agric. Exp. Sta. Res. Bul.* p166.
- Kovda, V. A. 1965. Alkaline soda and saline soils. M. V. Lomonosov State University. Faculty of Biology and Soil science. Moscow, USSR. *Agrokemia És Talajtan Supplementum***14**: 15-30
- Koyro, H. W. 2006. Effect of salinity on growth, photosynthesis, water relations and solute composition of the potential cash crop halophyte *Plantago coronopus* (L.). *Environmental and Experimental Botany* **56**: 136-146
- Lagerwerff, J. V. & P. J. Holland. 1960. Growth and mineral content of carrots and beans as related to varying osmotic and ionic-composition effects in saline-sodic sand cultures. *Agronomy Journal* **52**: 603-608
- Maggio, A., G. Raimondi, A. Martino & S. De Pascale. 2007. Salt stress response in tomato beyond the salinity tolerance threshold. *Environmental and Experimental Botany* **59**: 276-282
- Magistad, O. C., D. A. Ayers, C. H. Wadleigh & H. G. Gauch. 1943. Effect of salt concentration, kind of salt and climate on plant growth in sand cultures. *Plant physiology* **18**: 151-166

- Martínez, M. 1987. Catálogo de nombres vulgares y científicos de plantas mexicanas. Fondo de Cultura Económica. México, D. F. pp. 911 y 1227
- Munns, R. 1993. Physiological processes limiting plant growth in saline soils: some dogmas and hypotheses. *Plant, Cell and Environment* **16**: 15-24
- Netondo, G. W., J. C. Onyango & E. Beck. 2004a. Sorghum and salinity: I. Response of growth, water relations, and ion accumulation to NaCl salinity. *Crop Science Society of America* **44**: 797-805
- Netondo, G. W., J. C. Oyango & E. Beck. 2004b. Sorghum and salinity: II. Gas exchange and chlorophyll fluorescence of Sorghum under salt stress. *Crop Science Society of America* **44**: 806-811
- Nieman, R. H. 1965. Expansion of bean leaves and its suppression by salinity. *Plant Physiology* **40**:156-161
- Niembro, R. A. 1988. Semillas de árboles y arbustos. Limusa, México, D. F. Pp.86
- Niknam, S. R. & J. Mc Comb 2000. Sal tolerance of selected Australian woody species a review. *Forest Ecology and Management*. **139**: 1-19
- Norman, T. & L. J. Waldron. 1984. Salinity, photosynthesis and leaf growth. *California agriculture* **38**: 38-39
- Norlyn, J. D. y E. Epstein. 1984. Variability in salt tolerance of four *Triticale* lines at germination and emergence. *Crop Science* **24**: 1090-1092
- Núñez, R. A. L., Y. M. Vong, R. O. Borges & E. J. Olguín. 2004. Fitorremediación fundamentos y aplicaciones. *Ciencia* **55**: 69-82
- Ortega, E. M. 1991. Manejo y uso de las aguas salinas bicarbonatadas y sulfáticas para riego (Memoria). Centro de Hidrociencias. Colegio de postgraduados, Montecillo. México. Pp 1-20
- Ortega, T. E. 1981. Química de suelos. Universidad Autónoma Chapingo. Departamento de suelos. Chapingo Mex. Pp. 306-325
- Ortiz, O. M. 1992. Distribución y extensión de suelos afectados por sales en México y el Mundo. Universidad Autónoma de Chapingo México. pp. 36
- Osuna, L. E. 2003. Producción de vara de Palo de Arco (*Tecoma stans*) para uso hortícola con riego a gravedad. Cir-noroeste Campo Experimental Todos Santos. Folleto Técnico No.7. Pp 7
- Pardo J. M. & Quintero J. F. 2002. Plants and sodium ions: keeping company with the enema. *Genome Biology*. **6**: 1017.1-1017.4.

- Plaster, J. E. 1997. Soil science and management. 3a ed. Del mar Publishers. New York. Pp. 165-189
- Prisco, J. T. y J. W. O'Leary. 1970. Osmotic and "toxic" effects of salinity on germination of *Phaseolus vulgaris* L. seeds. *Turrialba*. **20**: 177-184
- Poljakoff-Mayber, A., G. F. Somers, E. Werker & J. L. Gallagher. 1994. Seeds of *Kosteletzkya virginica* (Malvaceae): Their structure, germination and salt tolerance. Germination and Salt tolerance. *American Journal of Botany* . **81**: 54-59
- Qian, Y. L., R. F. Follett, S. Wilhelm., A. J. Koski & M. A. Shahba. 2004. Turf grass. Carbon isotope discrimination of three Kentucky bluegrass cultivars with contrasting salinity tolerance. *Agronomy Journal* **96**: 571-575
- Ramírez, A. C. 2001. Respuesta de algunos cultivos forrajeros a la salinidad y características de los suelos de Montecillo estado de México. Tesis doctoral. Colegio de Postgraduados. Montecillo, Texcoco Estado de México.
- Renault, S., C. Croser, A. J. Franklin & J. J. Zwiazek. 2001. Effects of NaCl and Na₂SO₄ on red-osier dogwood (*Cornus stolonifera* Michx) seedlings. *Plant and Soil*. **233**: 261-268
- Ríos, G. R. 2004. Respuesta del *Capsicum annum* L. chile serrano "tampiqueño 74" a condiciones de salinidad cualitativa y cuantitativa. Tesis de Maestría en Ciencias Colegio de Postgraduados. Montecillo. México. Pp 111
- Robinson, D. L. N., A. K. Dobrenz & S. E. Smith. 1986. Evaluating the genetic gains for germination salt tolerance in alfalfa using a sodium-chloride gradient. *Agronomy Journal* **78**: 1099-1103
- Rodríguez G. H., J. K. M. Roberts, W. R. Jordan & M. C. Drew. 1997. Growth, water relations and accumulation of organic and inorganic solutes in roots of maize seedlings during salt stress. *Plant Physiology* **113**: 881-893
- Rodríguez P., A. Torrecillas, M. A. Morales, M. F. Ortuño & M. J. Sanchez-Blanco. 2005. Effects of salinity and water stress on growth and leaf relations of *Asteriscus maritimus* plants. *Environmental and Experimental Botany*. **53**: 113-123
- Russell, J. E. & W. A. Russell. 1968. Las condiciones del suelo y el crecimiento de las plantas. Aguilar. Barcelona. Pp. 693-717
- Rzedowski, J. Y. y G. C. Rzedowski. 2001. Flora fanerogámica del Valle de México. 2da ed. Instituto de Ecología, A. C., Centro Regional del Bajío. Comisión Nacional para el Conocimiento y Uso de la Biodiversidad. Pátzcuaro, Michoacán. Pp.700
- Saied S. A., A. J. Keutgen & G. Noga. 2005. The influence of NaCl salinity on growth, yield and fruit quality of strawberry cvs. "Elsanta" and "Korona". *Scientia Horticulturae* **103**: 289-303

- Sánchez, B. E. I. 1994. El proceso de lixiviación de sales en suelos de salinidad sulfática de la cuenca evaporítica de Río Verde-Matehualal, S. L. P. Tesis de maestría en ciencias Colegio de Postgraduados. Centro de hidrocencias Montecillo. México. Pp.90
- Sánchez, B. E. I. 2003. Emergencia de brotes de tubérculos y acumulación de biomasa de plantas de papa (*Solanum tuberosum* L.), cv. Alpha, en condiciones de estrés inducido por diversas soluciones salinas. Tesis de doctoral. Colegio de Postgraduados. Montecillo. Pp 109
- Shalhevet, J. M., G. Huck & B. P. Schoerder. 1995. Root and shoot growth responses to salinity in maize and soybean. *Agronomy Journal*. **87**: 512-516
- Shani, U., A. Ben-Gal & L. M. Dudley. 2005. Environmental implications of adopting a dominant factor approach to salinity management. *Journal of Environmental Quality* **34**: 1455-1460
- Soltani A., M. Gholipour & E. Zeinali. 2006. Seed reserve utilization and seedling growth of wheat as affected by drought salinity. *Environmental and Experimental Botany* **55**: 195-200
- Steppuhn, H., M. Th. Genuchten & C. M. Grieve. 2005. Root-zone salinity: II. Indices for tolerance in agricultural crops. *Crop Science Society of America* **45**: 221-232
- Tamhane, R. V., D. P. Motiramani & Y. P. Balli. 1983. Suelos, su química y fertilidad en zonas tropicales. Diana. México. D. F. pp. 215-230
- Urbano, T. P. & R. J. Hernández. 1992. Condiciones del suelo y desarrollo de plantas según Russell. Mundi Prensa. Madrid. Pp 971-995
- Valdivia, V. S. 1981. Avances de la investigación realizada en Perú sobre los efectos de la salinidad en la producción de la caña de azúcar. *Turrialba* **31**: 237-244
- Volkov, V., B. Wang, P. J. Dominy, W. Fricke & A. Amtmann. 2003. *Thellungiella halophila*, a salt-tolerant relative of *Arabidopsis thaliana*, possesses effective mechanisms to discriminate between potassium and sodium. *Plant, Cell and Environment*. **27**: 1-14
- Yamaguchi, T. y E. Blumwald. 2005. Developing salt-tolerant crop plants: challenges and opportunities. *Plant Science* **10**: 615-620
- Ye, Y., N. T. Fung- Yee, L. Chang-Yi y W. Yuk-Shan. 2005. Effects of salinity on germination, seedling growth and physiology of three salt-secreting mangrove species. *Aquatic Botany*. **83**: 193-205
- Zhao, L., F. Zhang, J. Guo, Y. Yang, B. Li & L. Zhang. 2004. Nitric oxide functions as signal in salt resistance in the calluses from two ecotypes of reed. *Plant Physiology*. **134**: 849-857.

Zhou, M., T. C. Tucker, M. Pessaraki & J. A. Cepeda. 1992. Nitrogen fixation by alfalfa with two substrate nitrogen levels under sodium chloride stress. *Soil Sci. Soc. Am. J.* **56**: 1500-1504

Zhu, J.K. 2001. Plant salt tolerant. *Trends in Plant Science.* **6**: 66-71

DIRECCIONES ELECTRÓNICAS

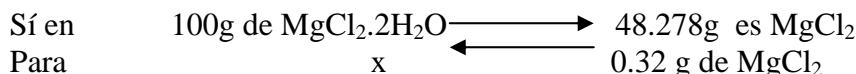
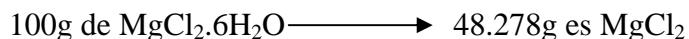
CONABIO. 2000. BIGNONIACEAE *Tecoma stans*. *Nova Genera et Species Plantarum* 3: 144. 1819. [Consulta: 2007]. Formato HTML.
http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/12-bigno8m.PDF

CONABIO. 2001. Índice de especies por familia, *Tecoma stans*, [Consulta: 2007].
http://www.conabio.gob.mx/conocimiento/info_especies/arboles/doctos/indice_especies.html

Secretaría de Medio Ambiente y Recursos Naturales. NOM-126-ECOL-2000. Que establece las especificaciones para la realización de actividades de colecta científica de material biológico de especies de flora y fauna silvestres y otros recursos biológicos en el territorio nacional. [Consulta: 2007].
<http://www.semarnat.gob.mx/pfnm/bibliografia.html>

SEMARNAT. 2002. Base de datos del Sistema Nacional de Información y Recursos Naturales (SNIARN). Dimensión ambiental. Degradación de suelos: área de influencia de los procesos, tipos y niveles de degradación [Consulta: 2006];
http://dgeiawf.semarnat.gob.mx:8080/ibi_apps/WFServlet?IBIF_ex=D3_SUELO03_01&IBIC_user=dgeia&IBIC_pass=Dgeiasrv1001

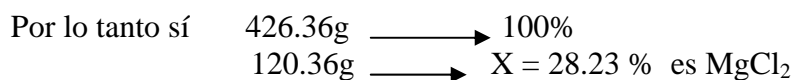
SEMARNAT. 2003. Especies con Usos No Maderables en Bosques de Encino, Pino y Pino-Encino en los Estados de Chihuahua, Durango, Jalisco, Michoacán, Guerrero y Oaxaca [Consulta: 2006];
<http://www.semarnat.gob.mx/pfnm/TecomaStans.html>



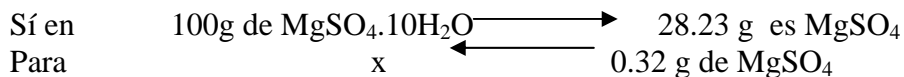
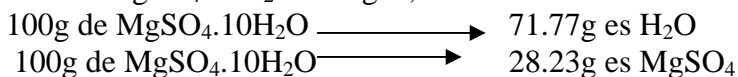
$X = 0.6628 \text{ g L}^{-1}$ de $\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$ para 1 L de H_2O

MgSO₄

Para esta salinidad se utilizará sulfato de magnesio heptahidratado ($\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$)



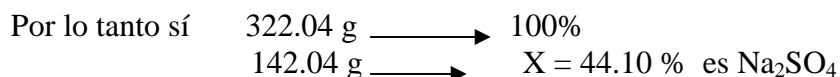
Por tanto sí 51.722% de $\text{MgSO}_4 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$ es agua, en:



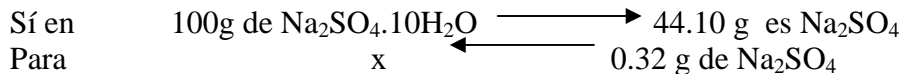
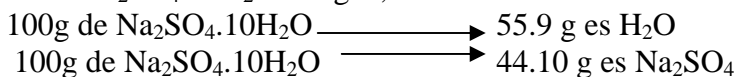
$X = 1.1335 \text{ g L}^{-1}$ de $\text{MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O}$ para 1 L de H_2O

Na₂SO₄

Para esta salinidad se utilizará sulfato de sodio decahidratado ($\text{Na}_2\text{SO}_4 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$)



Por tanto sí 55.9 % de $\text{Na}_2\text{SO}_4 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$ es agua, en:



$X = 0.7256 \text{ g L}^{-1}$ de $\text{Na}_2\text{SO}_4 \cdot 10\text{H}_2\text{O}$ para 1 L de H_2O

NaHCO₃

Dado que el NaHCO_3 es una sal pura, no se requieren hacer ajustes en los cálculos de las concentraciones

Cantidad necesaria (g L^{-1}) para lograr los tratamientos y concentraciones salinas ideales

Trat.	CE dS m^{-1}	Conc g L^{-1}	NaCl	CaCl ₂ . 2H ₂ O	MgCl ₂ .6H ₂ O	MgSO ₄ .7H ₂ O
C ₁	0	0	0	0	0	0
C ₂	0.5	0.32	0.32	0.42380289	0.66282779	1.13354587
C ₃	1.5	0.96	0.96	1.27140867	1.98848337	3.40063762
C ₄	2.5	1.6	1.6	2.11901445	3.31413895	5.66772937
C ₅	3.5	2.24	2.24	2.96662022	4.63979452	7.93482111
C ₆	4.5	2.88	2.88	3.814226	5.9654501	10.2019129
C ₇	6	3.84	3.84	5.08563467	7.95393347	13.6025505
C ₈	7	4.48	4.48	5.93324045	9.27958905	15.8696422
C ₉	8	5.12	5.12	6.78084623	10.6052446	18.136734

Trat. Tratamiento, CE conductividad eléctrica, Conc. Concentración

Trat.	CE dS m^{-1}	Conc g L^{-1}	Na ₂ SO ₄ .10H ₂ O	NaHCO ₃
C ₁	0	0	0	0
C ₂	0.5	0.32	0.72562358	0.32
C ₃	1.5	0.96	2.17687075	0.96
C ₄	2.5	1.6	3.62811791	1.6
C ₅	3.5	2.24	5.07936508	2.24
C ₆	4.5	2.88	6.53061224	2.88
C ₇	6	3.84	8.70748299	3.84
C ₈	7	4.48	10.1587302	4.48
C ₉	8	5.12	11.6099773	5.12

Trat. Tratamiento, CE conductividad eléctrica, Conc. Concentración

El volumen de alícuota necesaria para preparar una concentración final (para 2L) partiendo de una concentración inicial (solución stock), fue calculado con la fórmula $V_1C_1 = V_2C_2$ los resultados se muestran en el siguiente cuadro.

Trat.	CE dS m^{-1}	Conc. g L^{-1}	NaCl	CaCl ₂ :H ₂ O	MgCl ₂ :6H ₂ O	MgSO ₄ :7H ₂ O	NaSO ₄ :H ₂ O	NaHCO ₃
C1	0	0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0	0.0
C2	0.5	0.32	27.6	27.6	27.6	27.6	27.6	27.6
C3	1.5	0.96	82.8	82.8	82.8	82.8	82.8	82.8
C4	2.5	1.6	138.1	138.1	138.1	138.1	138.1	138.1
C5	3.5	2.24	193.3	193.3	193.3	193.3	193.3	193.3
C6	4.5	2.88	248.5	248.5	248.5	248.5	248.5	248.5
C7	6	3.84	331.3	331.3	331.3	331.3	331.3	331.3
C8	7	4.48	386.6	386.6	386.6	386.6	386.6	386.6
C9	8	5.12	441.8	441.8	441.8	441.8	441.8	441.8

Trat. Tratamiento, CE conductividad eléctrica, Conc. Concentración

II. Cálculos para la preparación de tipos salinos

Salinidad Clorhídrica

Se utilizará cloruro de sodio (NaCl) y sulfato de magnesio heptahidratado (MgSO₄·7H₂O)

Compuesto	PM
NaCl	58.44
MgSO ₄	120.365

Del NaCl el PM del Cl⁻¹=35.45g por lo tanto el % de Cl⁻¹ en NaCl es de 60.66%

$$58.44 \longrightarrow 100\% \text{ de compuesto}$$

$$35.45 \longrightarrow x = 60.66\% \text{ hay de Cl}^{-1} \text{ en el compuesto}$$

Del MgSO₄ el PM del SO₄⁻² = 96.09 por lo tanto el % de SO₄⁻² en MgSO₄ es de 79.83%

$$120.365 \longrightarrow 100\% \text{ de compuesto}$$

$$96.09 \longrightarrow x = 79.83\% \text{ hay de SO}_4^{-2} \text{ en el compuesto}$$

En el primer tratamiento salino la concentración total de sales será de 0.32 gL⁻¹, que debe generar una conductividad eléctrica (CE) teórica en el extracto de 0.5 dSm⁻¹.

$$0.64\text{gL}^{-1} \longrightarrow 1 \text{ dSm}^{-1} \text{ por tanto } 0.32\text{gL}^{-1} \longrightarrow 0.5 \text{ dSm}^{-1}$$

Para una relación donde $A + B = 0.32 \text{ gL}^{-1}$ y $\text{Cl}^{-1} / \text{SO}_4^{-2} = 2.5 = 5/2$

Donde $A = \text{Cl}^{-1}$ y $B = \text{SO}_4^{-2}$

Su número de miliequivalentes:

$$\text{Cl}^{-1} = 17.1114 A \quad meq = \frac{(0.6066)(A)(1000)}{35.453} = 17.1114 A$$

$$\text{SO}_4^{-2} = 16.62 B \quad meq = \frac{(0.7958)(B)(1000)}{48.03} = 16.62 B$$

Si la relación $\text{Cl}^{-1} / \text{SO}_4^{-2} = 5/2 = 2.5$ entonces $17.1114 A / 16.62 B = 2.5$

$$17.1114 A = 5 \quad \text{despejando } A = 5 / 17.1114 = 0.2921$$

$$16.62 B = 2 \quad \text{despejando } B = 2 / 16.62 = 0.1203$$

$$\text{Por tanto } A + B = 0.2921 + 0.1203 = 0.4125$$

$$A = \frac{(0.32)(0.2921)}{0.4125} = 0.2267 \text{ gL}^{-1} \text{ de NaCl para la sal de Cl}^{-1}$$

$$A = \frac{(0.32)(0.1203)}{0.4125} = 0.0933 \text{ gL}^{-1} \text{ de MgSO}_4 \text{ para la sal de SO}_4^{-2}$$

Debido a que el MgSO₄ se encuentra heptahidratado a continuación se muestran los cálculos pertinentes para ajustar las cantidades a utilizar

MgSO ₄ ·7H ₂ O	PM 246.48g
MgSO ₄	PM 120.365

$$246.48\text{g} \longrightarrow 100\%$$

$$120.365 \longrightarrow x = 48.83\% \text{ es MgSO}_4$$

Por tanto sí 51.17% es agua, en:

$$100\text{g de MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O} \longrightarrow 51.17\text{g es H}_2\text{O}$$

$$100\text{g de MgSO}_4 \cdot 7\text{H}_2\text{O} \longrightarrow 48.83\text{g son MgSO}_4$$

95.22 \longrightarrow 100% de compuesto
 70.91 \longrightarrow $x = 74.47\%$ hay de Cl^{-1} en el compuesto
 Porcentaje P / P de Cl_2 en $\text{MgCl}_2 = 0.7447$ g
 Para el Na_2SO_4 el PM del $\text{SO}_4^{-2} = 96.06$ g por lo tanto el % de SO_4^{-2} en Na_2SO_4 es de 67.63%
 142.04 \longrightarrow 100% de compuesto
 96.06 \longrightarrow $x = 67.63\%$ hay de SO_4^{-2} en el compuesto
 Porcentaje P / P de SO_4^{-2} en $\text{Na}_2\text{SO}_4 = 0.6763$ g
 NaHCO_3 el PM del $\text{HCO}_3^{-1} = 61$ g por lo tanto el % del HCO_3^{-1} en el NaHCO_3 es de 72.62%
 84.01 \longrightarrow 100% de compuesto
 61 \longrightarrow $x = 72.62\%$ hay de HCO_3^{-1} en el compuesto
 Porcentaje P / P de HCO_3^{-1} en el $\text{NaHCO}_3 = 0.7262$ g
 Donde $A + B + C = 0.64 \text{ gL}^{-1}$; por lo tanto $\text{HCO}_3^{-1} / \text{Cl}^{-1} + \text{SO}_4^{-2}$ quedando una relación = $4 / 1 + 1$
 $= 4/2 = 2$
 $A = \text{Cl}^{-1}$, $B = \text{SO}_4^{-2}$, $C = \text{HCO}_3^{-1}$
 Para sacar los miliequivalentes

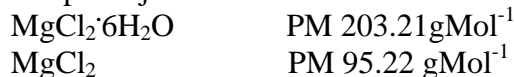
$$\text{De } \text{Cl}^{-1} \text{ en } \text{MgCl}_2 = 20.9774 \text{ A} \quad \text{meq} = \frac{(0.7447)(A)(1000)}{35.5} = 20.9774 \text{ A}$$

$$\text{De } \text{SO}_4^{-2} \text{ en } \text{Na}_2\text{SO}_4 = 14.0808 \text{ B} \quad \text{meq} = \frac{(0.6763)(B)(1000)}{48.03} = 14.0808 \text{ B}$$

$$\text{De } \text{HCO}_3^{-1} \text{ en } \text{NaHCO}_3 = 11.9049 \text{ C} \quad \text{meq} = \frac{(0.7262)(C)(1000)}{61} = 11.9049 \text{ C}$$

De la relación = $\text{HCO}_3^{-1} / \text{Cl}^{-1} + \text{SO}_4^{-2} = 4 / 1 + 1$ tenemos que
 $20.977 \text{ A} = 1$ despejando $\text{A} = 1 / 20.977$ por tanto el valor de $\text{A} = 0.0477$ en Cl^{-1}
 $14.0808 \text{ B} = 1$ despejando $\text{B} = 1 / 14.0808$ por tanto el valor de $\text{B} = 0.0710$ en SO_4^{-2}
 $11.9049 \text{ C} = 4$ despejando $\text{C} = 4 / 11.9049$ por tanto el valor de $\text{C} = 0.3359$ en HCO_3^{-1}
 Por lo tanto $\text{A} + \text{B} + \text{C} = 0.0477 + 0.0710 + 0.3359 = 0.4546$
 $\text{A} = (0.64 \times 0.0477) / 0.4546 = 0.0335 \text{ gL}^{-1}$ de MgCl_2
 $\text{B} = (0.64 \times 0.0710) / 0.4546 = 0.0499 \text{ gL}^{-1}$ de Na_2SO_4
 $\text{C} = (0.64 \times 0.3359) / 0.4546 = 0.2364 \text{ gL}^{-1}$ de NaHCO_3

Pero como el MgCl_2 se encuentra hexahidratado a continuación se muestran los cálculos pertinentes para ajustar las cantidades a utilizar



$$\begin{array}{l}
 203.21 \text{ g} \longrightarrow 100\% \\
 95.22 \text{ g} \longrightarrow x = 46.85\% \text{ es } \text{MgCl}_2
 \end{array}$$

Por tanto sí 53.15 % es agua, en:

100g de $\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	\longrightarrow 53.15g es H_2O
100g de $\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	\longrightarrow 46.85 g son MgSO_4
Sí 100g $\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$	\longrightarrow 46.85 g de MgCl_2
X	\longrightarrow 0.0335 g de MgCl_2
	X = 0.0716 gL^{-1} de $\text{MgCl}_2 \cdot 6\text{H}_2\text{O}$

Para la mezcla salina en la C_1 se necesitan 0.0716 gL^{-1} de MgCl_2
0.0499 gL^{-1} de Na_2SO_4
0.2364 gL^{-1} de NaHCO_3

Cantidad necesaria (g L⁻¹) para lograr los tratamientos y concentraciones de tipos salinos ideales

Trat.	CE dSm ⁻¹	Conc. gL ⁻¹	Clorhídrica		Sulfático Clorhídrica		Clorhídrico sulfático	
			NaCl	MgSO ₄ ·7H ₂ O	NaCl	MgSO ₄ ·7H ₂ O	NaCl	MgSO ₄ ·7H ₂ O
			gL ⁻¹	O	O	O	O	O
C ₁	0	0	0	0	0	0	0	0
C ₂	0.5	0.32	0.22660	0.09332	0.18977	0.26670	0.11782	0.41404
C ₃	1.5	0.96	0.67980	0.27997	0.56931	0.80010	0.35347	1.24212
C ₄	2.5	1.6	1.13299	0.46662	0.94885	1.33350	0.58912	2.07020
C ₅	3.5	2.24	1.58619	0.65327	1.32839	1.86691	0.82477	2.89828
C ₆	4.5	2.88	2.03939	0.83991	1.70793	2.40031	1.06042	3.72637
C ₇	6	3.84	2.71919	1.11988	2.27724	3.20041	1.41389	4.96849
C ₈	7	4.48	3.17238	1.30653	2.65678	3.73381	1.64954	5.79657
C ₉	8	5.12	3.62558	1.49318	3.03632	4.26721	1.88518	6.62465

Trat. Tratamiento, CE conductividad eléctrica, Conc. Concentración

Trat.	CE dSm ⁻¹	Conc. gL ⁻¹	Sulfática			Sulfático sódica	
			NaCl	MgSO ₄ ·7H ₂ O	MgCl ₂ ·6H ₂ O	Na ₂ SO ₄	NaHCO ₃
C ₁	0	0	0	0	0	0	0
C ₂	0.5	0.32	0.04069	0.57200	0.07167	0.04998	0.23645
C ₃	1.5	0.96	0.12207	1.71601	0.21501	0.14993	0.70934
C ₄	2.5	1.6	0.20345	2.86002	0.35834	0.24989	1.18223
C ₅	3.5	2.24	0.28483	4.00403	0.50168	0.34985	1.65512
C ₆	4.5	2.88	0.36622	5.14803	0.64502	0.44980	2.12801
C ₇	6	3.84	0.48829	6.86405	0.86002	0.59974	2.83734
C ₈	7	4.48	0.56967	8.00805	1.00336	0.69969	3.31023
C ₉	8	5.12	0.65105	9.15206	1.14670	0.79965	3.78312

Trat. Tratamiento, CE conductividad eléctrica, Conc. Concentración

El volumen de alícuota necesaria para preparar una concentración final (para 2L) partiendo de una concentración inicial (solución stock), fue calculado con la fórmula $V_1C_1 = V_2C_2$ los resultados se muestran en el siguiente cuadro.

Concentración	Clorhídrica		Sulfático - clorhídrica		Clorhídrico - sulfático	
	NaCl	MgSO ₄ ·7H ₂ O	NaCl	MgSO ₄ ·7H ₂ O	NaCl	MgSO ₄ ·7H ₂ O
C ₁	0	0	0	0	0	0
C ₂	27.6	27.6	27.6	27.6	27.6	27.6
C ₃	82.8	82.8	82.9	82.8	82.8	82.8
C ₄	138.1	138.1	138.1	138.1	138.1	138.1
C ₅	193.3	193.3	193.4	193.3	193.3	193.3
C ₆	248.5	248.5	248.6	248.5	248.5	248.5
C ₇	331.3	331.3	331.5	331.3	331.4	331.4
C ₈	386.6	386.6	386.7	386.6	386.6	386.6
C ₉	441.8	441.8	442.0	441.8	441.8	441.8

Concentración	Sulfática			Sulfático-sódica	
	NaCl	MgSO ₄ ·7H ₂ O	MgCl ₂ ·6H ₂ O	Na ₂ SO ₄ ·H ₂ O	NaHCO ₃
C ₁	0	0	0	0	0
C ₂	27.6	27.6	27.6	27.6	27.6
C ₃	82.8	82.8	82.8	82.8	82.8
C ₄	138.1	138.1	138.1	138.1	138.1
C ₅	193.3	193.3	193.3	193.3	193.3
C ₆	248.5	248.5	248.5	248.5	248.5
C ₇	331.4	331.3	331.4	331.4	331.4
C ₈	386.6	386.6	386.6	386.6	386.6
C ₉	441.8	441.8	441.9	441.9	441.8